
MAESTRÍA EN CIENCIAS AGROPECUARIAS

T E S I S

IDÓNEA COMUNICACIÓN DE RESULTADOS

**“CALIDAD SEMINAL DE CERDOS CRIOLLOS CON FINES DE
PRESERVACIÓN DEL GERMOPLASMA”**

Que para obtener el título de:

MAESTRO EN CIENCIAS AGROPECUARIAS

Presenta:

MVZ. CARLOS RODRIGO MEDINA GONZÁLEZ

Director:

DRA. ADELFA DEL CARMEN GARCÍA CONTRERAS

Codirector:

DRA. YASMIN GPE. DE LOERA ORTEGA

Asesor:

DR. HORACIO ÁLVAREZ GALLARDO

COMITÉ TUTORAL

Director:

DRA. ADELFA DEL CARMEN GARCÍA CONTRERAS

Profesor Titular “C”. Universidad Autónoma Metropolitana Unidad Xochimilco

Codirector:

DRA. YASMIN GPE. DE LOERA ORTEGA

Universidad Autónoma Metropolitana Unidad Xochimilco

Asesor:

DR. HORACIO ÁLVAREZ GALLARDO

Curador de la Colección de Recursos Zoogenéticos. Titular “C”. Centro Nacional de Recursos Genéticos del Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias (INIFAP).

JURADO

Presidente:

DR. HORACIO ÁLVAREZ GALLARDO

Curador de la Colección de Recursos Zoogenéticos. Titular “C”. Centro Nacional de Recursos Genéticos del Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias (INIFAP).

Secretario:

DR. DAVID URBÁN DUARTE

Investigador de la Colección de Recursos Zoogenéticos. Titular “C”. Centro Nacional de Recursos Genéticos del Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias (INIFAP).

Vocal:

DR. ALEJANDRO ÁVALOS RODRÍGUEZ

Profesor Titular “C”. Universidad Autónoma Metropolitana Unidad Xochimilco

Ciudad de México, 15 de abril de 2025

**H. COMISIÓN ACADÉMICA
MAESTRÍA EN CIENCIAS AGROPECUARIAS
P R E S E N T E .**

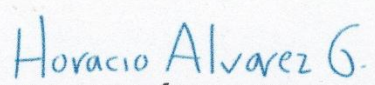
Estimados miembros de la comisión, por este medio nos dirigimos a ustedes para indicar que los miembros del comité tutorial revisamos el cumplimiento de los objetivos planteados en la Idónea Comunicación de Resultados (ICR) titulada **"CALIDAD SEMINAL DE CERDOS CRIOLLOS CON FINES DE PRESERVACIÓN DEL GERMOPLASMA"**, realizada por el alumno **Carlos Rodrigo Medina González**, con matrícula no. **2222801525**, y damos nuestro voto aprobatorio para su presentación ante la comisión académica de la Maestría en Ciencias Agropecuarias.

Sin más por el momento, enviamos un cordial y caloroso saludo, agradeciendo su valiosa atención.

ATENTAMENTE


**DRA. ADELFA DEL CARMEN GARCÍA
CONTRERAS**
DIRECTORA DE TESIS


**DRA. YASMÍN GUADALUPE DE LOERA
ORTEGA**
CODIRECTORA DE TESIS


DR. HORACIO ÁLVAREZ GALLARDO
ASESOR DE TESIS

El desarrollo de mis estudios de Maestría, así como la elaboración de esta tesis fue posible gracias al apoyo brindado por la SECRETARÍA DE CIENCIA, HUMANIDADES, TECNOLOGÍA E INNOVACIÓN (**SECIHTI**), a través de la beca con número **827305**.

Dedicado a todos mis ejemplos a seguir: A mi abuelo en el cielo, a mi familia, a mis mentores y a mis amigos. Les amo.

AGRADECIMIENTOS

Siempre se ha dicho que la parte más difícil de redactar en una tesis es esta, hoy me puedo percatar que así lo es, y, es que, durante tantos años, no solo los que tienen que ver con este viaje llamado **Maestría en Ciencias Agropecuarias**, sino desde los inicios de este hombre, hay personas que forman parte fundamental del proceso.

Sin embargo, quisiera empezar agradeciendo a mi alma mater, la **Universidad Autónoma Metropolitana Unidad Xochimilco**, porque fue el lugar donde crecí profesionalmente, donde me enamore de la Medicina Veterinaria, donde conocí a mis mentores, donde tuve mi primer acercamiento a la especie más bonita que pueda existir, y no hablo de los humanos, hablo de los cerdos, gracias a mi universidad me enamore de la investigación y por eso es que ahora estoy aquí, trabajando con lo que me apasiona, los recursos zoogenéticos. Agradezco también a cada una de las instituciones que permitieron que esto se pudiera concluir, **SECIHTI**, gracias por el apoyo económico brindado, sin duda es una herramienta esencial para aquellos que buscamos hacer ciencia y que nos permita llevarlo a lo realmente importante, la sociedad. Gracias también al **Centro Nacional de Recursos Genéticos** y el **INIFAP**, porque gracias a las capacitaciones recibidas y el apoyo de excelentes especialistas, esta tesis tiene razón de ser, conservar no solo por conservar, sino por mejorar. Hay muchas instituciones a las cuales se les pudiese agradecer, sin embargo hay una en especial, Gracias a **Ts'üdi Xirgo**, por darle sentido a todo, por los esfuerzos y el apoyo recibido en todo momento, por **Vampi, Landi y 4002**, los cerditos que son parte fundamental de todo el proyecto, y porque sin las instalaciones que fuimos adecuando para lograr todos y cada uno de los objetivos, hoy no estaríamos aquí, pero también, gracias por todo el capital humano, por las experiencias, los amigos, las enseñanzas y el crecimiento, tanto personal como académico.

Una vez leí que en la vida uno siempre debe mirar a 4 lados, hacia el cielo para recordar a los que ya no están, hacia atrás para mirar de dónde vienes, hacia los lados para mirar a quienes caminan contigo y hacia adelante para seguir.

Quisiera empezar mirando al cielo, porque ahí se encuentra la persona más importante en mi vida, mi padre, **Juan González Romero**, un mecánico que comenzó a vivir muy joven, desde muy pequeño se mudó a la Ciudad de México, ahí se volvió uno de los mejores en su trabajo, un día volvió a un pueblo llamado Atlacomulco, donde conoció a su esposa y posiblemente el amor de su vida, muchos años después formo una familia, en la que se volvió pilar y pieza fundamental, hasta que un 15 de Noviembre del 2020 falleció, "Don Juan" no solo sabia ser buen trabajador, sino también sabia ser buen esposo, buen padre, buen abuelo, buena persona, y eso siempre lo definió, él no era mi padre, era mi abuelo, pero me cuido en todo momento, incluso hasta el último día, el me enseñó todo lo que quiero ser en la vida "una buena persona", a pesar de los regaños, los enojos y el no estar tan convencido de lo que estaba escogiendo para mi vida, siempre me apoyo, él fue mi padre pero yo era su inversión, así lo dijo un día, el confiaba tanto en mí, que hoy solo me queda darle las gracias a mi tito, por enseñarme lo realmente valioso de la vida, crecer, crecer sin miedo, pero no crecer solo, sino crecer con los demás, te mando un abrazo hasta el cielo pa, tu inversión sigue en buenas manos.

Mirando hacia atrás puedo decirles que, sin contar a mi abuelo, la vida tal vez no me premio con un buen padre, pero si me dio mucha madre, me premio con 5 madres maravillosas, 3 madres de sangre y 2 madres de corazón.

Empezando por las 3 primeras, mi madre, mi abuela y mi tía. A mi madre **Dora González Romualdo**, gracias primero por darme la vida, gracias por cuidarme con esas ganas incansables, por amarme y por siempre apoyarme, la vida no me pudo premiar con una mejor mamá, tú me enseñaste lo bueno y lo malo, me hiciste ver la vida de una forma tan bonita, sin carencias y con mucho amor, hoy puedo notar todo el esfuerzo que hiciste, todas las veces que fuiste a dormir con el estómago vacío y llorando, pero siempre pensando que al siguiente día no podía faltar nada para esos 4 niños, cada uno de tus esfuerzos nos tiene a todos buscando nuestros sueños, por eso, si alguien tiene que disfrutar estos logros conmigo siempre serás tú.

A mi abuela **Anastasia Romualdo** y a mi tía **Blanca González**, por el apoyo incondicional, por los consejos y por alentarme siempre a ir adelante, ustedes también merecen llenarse de estos logros conmigo, sin ustedes, el niño que cuidaron no sería el hombre que soy el día de hoy, gracias también tía a tu esposo **Ismael Mendoza** por siempre abrirme un espacio en su vida y hacerme sentir querido.

Ahora quiero agradecer a mis madres académicas, empezando por la **Dra. Adelfa del Carmen García Contreras**, usted me recibió como un alumno más en mis inicios de la carrera, tan seria, tan fuerte y con ese amor por enseñar, nunca le dije pero le tenía miedo cuando la conocí por primera vez, leyendo esos famosos “avisos parroquiales” y continuando con la frase que me marco toda la vida “conmigo o aman a los cerdos o los odian” y, es que, en ese momento yo solo pensaba que serían un paso más en la carrera, hoy le puedo decir que tenía razón, me toco amar a los cerdos, porque usted me enseñó a amarlos, yo siempre le dije “la docencia no me gusta” pero hoy solo puedo decirle que me contagio de esas ganas de enseñar y apoyar a las siguientes generaciones, tantos años después me doy cuenta que nunca me equivoque cuando le dije “estoy aquí porque usted me convenció”, sin duda la mejor experiencia de mi vida ha sido seguir sus pasos.

A la **Dra. Yasmin Guadalupe De Loera Ortega**, mi quinta y última madre, pero también mi confidente, mi amiga y mi guía, gracias no solo por las enseñanzas, sino por cuidarme y entenderme en todo momento, cuando estoy feliz, cuando estoy triste, enojado o frustrado, e incluso cuando estoy enfermo, gracias por las pláticas, por los regalos y por toda forma de estar presente, sin duda estar tan lejos de casa duele menos cuando escogemos bien a nuestra otra familia.

A mis hermanos, **Dulce Karina, Héctor Hugo y Amy Mariana**, gracias por darme el mejor ejemplo de vida, todos y cada uno de ustedes han pasado cosas que sin duda nos han marcado, pero todos y cada uno de ustedes ha sabido salir adelante, los amo y estoy orgulloso de cada uno, **Dulce** gracias por darme a esos pequeñines a quienes amo con toda mi vida, **Jesús Emiliano y Valeria Sofia**, hoy son también mi motor, sé que tienes un gran esposo **Jesus Gracia** quien los quiere y cuida y sobre todo siempre ha sido bueno conmigo y con ustedes, me reconforta saber que has logrado tener una bonita familia, gracias. **Hugo**, tu valentía, tus ganas de superarte y tu fortaleza me tienen sorprendido, te extraño todos los días,

pero pronto estaremos juntos nuevamente, gracias por enseñarme que a veces solo necesitas un salto de fe. **Mariana**, gracias por enseñarme que a veces la más pequeña puede ser la más fuerte, porque a tu corta edad has lidiado con cosas que no le deseo a nadie, pero aquí sigues, creciendo y dándolo todo todos los días, gracias por confiar en mí en todo momento, eres sin duda la pieza que le da alegría a nuestra familia.

A mis otros hermanos, **Gregory** y **Juan José**, gracias por verme como un hermano, por seguirme y por confiar en mí, sepan también estaré para ustedes, para cuidarlos y guiarlos en todo momento.

No puedo dejar de agradecerle a mis demás mentores, empezando por el **Dr. Jesús Guevara**, gracias por abrirme las puertas de su casa y de su vida y por ser un ejemplo del hombre que me gustaría llegar a ser, amoroso, fiel y siempre dispuesto a apoyar. Al **Dr. Horacio Álvarez**, mi asesor y mi verdugo algunas ocasiones, sus conocimientos, regaños, palabras de aliento y felicitaciones sin duda han sido fundamentales en mi formación académica, gracias por contagiarme esas ganas e ímpetu de hacer las cosas, y al final al **Dr. David** y **Dra. Adriana**, gracias por acogerme como su aprendiz, sin duda las experiencias a su lado y el compartirme sus conocimientos me han sido de mucha ayuda, espero algún día ser igual de bueno que ustedes.

Mirar atrás no solo es para ver de dónde venimos, sino también mirar a todos los que se han cruzado en el camino, hay tantos nombres, tantas personas, tantas anécdotas, estos prácticamente 3 años de recorrido me han puesto tanto alrededor que sería imposible no agradecerles también, **Zar, Chuy, Rodrigo, Reyna, Job, Damián, Ingrid, Daniela, Miri, Vianney, Marlen, Noe, Alan, Eivar, Felipe, Isaac, Janeth, Capitán, Alo, Guadalupe, Mirjana, Lupita, Mel** y aunque seguramente me faltan nombres, gracias por haber sido parte de este viaje, por las risas, los besos, los abrazos, por haberme dejado ser parte de sus vidas, siempre tendrán un espacio en mi corazón, gracias también a **Brandon** y **Alex**, por su amistad incondicional, por ser mis amigos en Jalisco cuando me sentía solo y por darme ánimos en todo momento para crecer no solo académicamente, sino personalmente.

Toca mirar a los lados, para ver a los que caminan contigo y quiero empezar agradeciendo a todo mi equipo de trabajo, a todos los que forman parte de **LABIMA-GA**, y quiero empezar por una pieza fundamental de esta tesis, la **MVZ. Jazmín Lucía Valencia**, sin duda el crédito más grande es de esta mujer, porque aun con sus enojos siempre me apoyo en todo momento, gracias porque sin tu trabajo, esfuerzo y dedicación, yo no hubiera podido hacer esto solo, gracias también por tu amistad, por las risas, los viajes en carretera tan tarde hablando de todo y de nada, por escucharme y por regañarme, pero sobre todo por seguir ahí, eres un sol, pronto cubriré mi deuda.

A las **MVZ. Ana Cruz** y **Yesica Cárdenas**, porque siempre me han visto como algo que yo nunca he podido visualizar, por su amistad tan incondicional y por todas las veces que me han regresado al suelo de un coscorrón, sin duda haberlas escogido como amigas y confidentes ha sido el acierto más grande de mi vida, sé que van a lograr mucho, porque se lo merecen, porque siempre he confiado en ustedes. **Ana**, eres más grande, valiente y fuerte de lo que crees, y eso me contagia para bien, gracias por guiarme en el proceso más grande de mi vida, eres lo mejor que el diablo me pudo dejar, **Yes**, gracias por quererme y consentirme siempre

que me colapsaba, también por regañarme y por cuidar siempre de todos y cada uno, eres un gran ejemplo a seguir.

A las **MVZ. Karla Córdoba, Marilyn Saavedra y Zukey Bibiano**, porque las tres han sido mis amigas, me han sabido escuchar y me han permitido escucharlas, cada una de ustedes tiene cualidades que cualquier persona desearía, está en ustedes creerlo, pero yo confié en que su destino es más grande de lo que imaginan.

A los **M. en C. Julio Rodríguez y María José Segura** y al **MVZ. Uriel Rivera**, porque este camino lo empezamos juntos, siendo amigos antes que socios, gracias por motivarme siempre a crecer, verlos crecer a su manera me hace pensar que escogimos el camino adecuado para cada uno, espero verlos triunfar siempre.

Sería ilógico no pensar en la mano dura de este equipo, en el otro lado del Laboratorio, esos que se encuentran en granja y hacen que todo siga funcionando, **Ing, Alondra y MVZ Oswaldo**, gracias por la confianza y su amistad en todo momento.

Ahora solo me queda agradecerles a los niños, quienes me han enseñado y demostrado la capacidad que cada uno tiene en sus áreas, primero **MVZ. Eduardo Navarro**, gracias por las risas, los chistes, los consejos y la comida, pronto podremos hacer los planes para crecer todo esto, eres capaz de hacer muchas cosas; **MVZ. Ixel Ramírez** gracias por devolver un poco de ternura al laboratorio, sé que las cosas a veces no son fáciles, pero eso solo implica que la recompensa será muy grande, sin duda tu amistad y consejos los atesoraré muchísimo; y, por último, **MVZ. Mariana Rosas**, gracias por enseñarme tanto, sé que tienes la capacidad de lograr todo lo que te propongas, no solo porque lo trabajas, sino porque lo mereces.

A mis hermanos de otra madre, quien han caminado conmigo desde hace más de 13 años **Lic. Alejandro Chimal y Lic. Luis Gerardo Quintanar**, gracias por cuidarme, por guiarme y por demostrarme que la lealtad y la amistad son armas muy valiosas en la vida si sabes escogerlas adecuadamente, me da mucho gusto ver cómo están creciendo en todos los ámbitos, felicidades por las familias hermosas que están formando, así que sería imposible no mencionar a Ame y Samara, Ale y el que viene, los quiero mucho.

Así también, a dos de las mujeres de mi vida, **Lic. Alejandra Rodríguez**, para ti no tengo más que amor y agradecimiento, hemos crecido ante la adversidad y me llena de felicidad ver que esos niños de 18 y 19 años con ganas de comerse el mundo ahora tienen 27 y 28 y se están comiendo el mundo, te adoro millones chinita, gracias por quererme tanto durante tantos años, que todo este cariño siga siendo infinito como la serie Fibonacci. Y **MVZ. Abigail Valdez**, gracias por quererme como me quieres, por ser mi confidente y mi MVZ de confianza, por todo lo que me has enseñado y por seguirme en cada paso que doy en esta vida, sin duda tu cariño es un tesoro que siempre llevo conmigo, me siento orgulloso de ver que la niña estudiante que me tocó guiar cuando no había otro camino ahora es una experta en su área y en muchas otras, te amo beba.

No puedo dejar de lado a mis hermanos de universidad, a los **Arq. Samuel Castillo, Sergio Organiz y Giovanni Roque**, Con ustedes empecé el camino universitario, con ustedes lo viví, y con ustedes lo termine, lo que más agradezco de la Casita Amarilla es haberlos conocido,

gracias por su amistad, ser su roomie fue una experiencia maravillosa, gracias a los tres por todas las fiestas y los buenos momentos, sin duda siempre los llevo conmigo.

Y sería ilógico no agradecer a mis compañeros de maestría, **Yei, Lalo, Mel, Geo, Isau, Dalia** y los demás, gracias por dejarme compartir este camino con ustedes, sin duda me llevo experiencias muy buenas y amistades maravillosas.

A veces también llegan personas que no esperas, pero una vez que llegan no quieres que se vayan jamás, a mi gallo **Diego Villa**, tu sin duda eres uno de mis mejores amigos, tener un hermano es bueno, pero tener dos lo es aún más, gracias por esa lealtad desde el día uno, por nunca dejarme solo y por apoyarme en los días más grises de mi vida, gracias a ti reafirmo que la amistad real si existe, algún día disfrutaremos de todo lo que queremos tener, sé que ambos aún tenemos que hacer sentir orgullosos a dos personas que nos miran desde el cielo, y así mismo tu jamás estarás solo mientras yo siga aquí.

Es bueno tener un Diego en tu vida y a mí me toco tener dos, **Diego Onofre**, gracias por quererme siempre, por ser mi amigo y por todas las risas y diversión, eres mi champ y estoy orgulloso de ver que tienes al lado una mujer que te ama, **Brenda Sánchez** a la cual le tengo que agradecer haber domado a la bestia más grande de todo el condado, y no solo eso, ya que me toco conocerla de mejor forma y le puedo agradecer también su amistad y apoyo para que este proyecto se pudiera culminar.

A **Yoalli Morales**, por siempre tener un buen consejo, por siempre escucharme y alentarme y sobre todo por las veces que me hiciste darme cuenta de que las buenas personas siempre son más y a **Samantha Abuadili**, por ser tan buena persona conmigo, y acompañarme en buenos momentos, aunque fuiste de las ultimas que conocí, sin duda te valoro muchísimo, es bonito saber que tenemos en común el gusto por los cerditos.

A ti, **Maggie** gracias por llegar y quedarte, saber que encontré a una persona tan buena como tú me reconforta mucho, pero supongo que eso es algo muy virgo de nuestra parte.

A **Emiliano Herrera**, a quien no tengo más que agradecimiento puro, me siento pleno de tenerte a mi lado, porque me motivas a seguir adelante, tus palabras tus consejos y la forma en que te expresas de mi todo el tiempo me hacen sentir que puedo ser ejemplo de lucha y constancia, y bueno eres otra bestia domada así que también toca agradecerle a **Andrea Aragón**, no cabe duda que el destino siempre tiene planes maravillosos, y juntarlos fue un acierto muy grande, gracias por tu amistad Andy y por cuidar a ese niño.

Terminamos con el nene más nuevo de la casa, **Alberto Serrano**, que en poco tiempo se ha ganado mi corazón y mi amistad pura, me siento feliz de haber coincidido con alguien como yo, tan sensible y comprensible, verme en un espejo es muy divertido, pero tener a alguien que puede escucharte y te pueda guiar por un mejor camino, lo es aún más.

Sin duda este viaje en la maestría me dio regalos más grandes que el conocimiento y el aprendizaje, ahora solo queda mirar hacia el frente para seguir, pero abrazado de toda la música, los días buenos y malos y las personas que se cruzaron en todo el camino, **GRACIAS A TODOS.**

ÍNDICE

1. INTRODUCCIÓN.....	1
PREGUNTA DE INVESTIGACIÓN	3
2. OBJETIVOS	3
2.1. Objetivo General.	3
2.2. Objetivos Específicos.	3
3. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA.....	4
3.1. El cerdo: su importancia y origen.	4
3.2. El origen del cerdo.	4
3.3. Historia y desarrollo de la porcicultura en México.	6
3.4. La industria porcina actual.....	7
3.4.1. La industria porcina actual a nivel mundial.	7
3.5. La industria porcina actual en México.	10
3.6. Sistemas de Producción.	11
3.7. Cerdos criollos como recurso zoogenético.	12
3.8. Raza “ <i>Ts’üdi Xirgo</i> ” del Valle del Mezquital.	14
3.9. Importancia de la caracterización reproductiva y la preservación de germoplasma.	15
3.10. Crioconservación de recursos zoogenéticos porcinos locales.	17
3.11. El semental porcino: características reproductivas.	19
3.11.1. Anatomía y fisiología de los testículos.....	19
3.11.2. Epidídimo.	20
3.11.3. Glándulas accesorias.	21
3.12. Mecanismos de regulación del proceso reproductivo.	23
3.13. Producción espermática: ciclo espermático.....	23

3.13.1.	La célula espermática.....	25
3.14.	Colecta de eyaculado.	26
3.14.1.	Fracciones del eyaculado.....	27
3.15	. Evaluación del eyaculado.....	27
13.15.1.	Motilidad.....	28
13.15.2.	Motilidad mediante sistemas CASA.....	28
13.15.3.	Concentración de células espermáticas.....	29
13.15.4.	Morfoanormalidades.....	30
13.15.5.	Fragmentación de ADN espermático.	30
13.15.6.	Reacción acrosomal.....	31
13.16.	Metodologías para la preservación de germoplasma.	31
13.17.	Alteraciones durante la congelabilidad.	33
13.18.	Uso de crioprotectores.	35
4.	METODOLOGÍA.....	38
4.1.	Diseño de la investigación.....	38
4.1.1.	Animales.....	39
4.1.2.	Tiempo de adaptación.	40
4.1.3.	Alojamiento.....	40
4.1.4.	Colecta seminal.	40
4.2.	Etapa 1. Evaluación de los eyaculados.....	41
4.2.1.	Calidad seminal.	41
4.2.1.1.	Valoración macroscópica.....	42
4.3.1.2.	Valoraciones microscópicas.....	42
4.3.1.3.	Evaluación de la Integridad Acrosomal (InA).....	45
4.4.	Etapa 2. Evaluación de los eyaculados para su crioconservación.	46

4.4.1.	Evaluación seminal en fresco.	47
4.4.2.	Evaluación de la citotoxicidad de diferentes crioprotectores.	48
4.4.2.1.	Evaluación seminal antes del congelamiento.....	49
4.4.2.1.1.	Preparación de las muestras.	49
4.4.2.1.2.	Evaluación espermática con el Sistema “CASA”	50
4.5.	Análisis Estadístico.....	53
5.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	56
5.1.	Etapa 1. Evaluación de la calidad seminal.	56
5.1.1.	Evaluación del Espermograma básico.....	56
5.1.2.	Evaluación de la Integridad Acrosomal (InA).	61
5.2.	Etapa 2. Evaluación de los eyaculados para su crioconservación.	63
5.2.1.	Evaluación de citotoxicidad de diferentes crioprotectores.	63
5.2.1.1.	Evaluación de la motilidad espermática.	63
5.2.1.2.	Evaluación de la Cinemática espermática.	63
5.2.1.2.1.	Uso de crioprotectores para el establecimiento de protocolos de congelamiento en cerdos comerciales y criollos.	70
6.	CONCLUSIONES.....	75
7.	REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	76

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1: Clasificación taxonómica del cerdo.....	5
Cuadro 2: Parámetros establecidos de cinemática espermática en sistema CASA	47
Cuadro 3: Indicadores de calidad seminal básica (Macroscópicas y Microscópicas) de Cerdos Criollos “ Ts’üdi Xirgo ”	57
Cuadro 4: Efecto del uso de diferentes crioprotectores, adicionados a un diluyente con diferentes crioprotectores, a través del tiempo sobre los parámetros de motilidad en eyaculados de cerdo.	59

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1: Especies salvajes europea (<i>Sus scrofa</i>) y asiática (<i>Sus vittatus</i>).....	4
Figura 2: Ubicación del Valle del Mezquital en el Estado de Hidalgo.....	11
Figura 3: Razas criollas registradas en el DAD-IS.	13
Figura 4: Raza “Ts’üdi Xirgo” del valle del Mezquital.	15
Figura 5: Distribución de las estructuras anatómicas reproductivas que conforman el testículo.	20
Figura 6: Glándulas sexuales accesorias del verraco.	22
Figura 7: Regulación del eje Hipotálamo-Hipófisis-Gónadas.	23
Figura 8: Barrera hemato-testicular.	24
Figura 9: Ciclo espermático del verraco.	25
Figura 10: Estructura del espermatozoide.....	26
Figura 11: Esquema de movimientos principales de un espermatozoide analizados por el sistema CASA	29
Figura 12: Morfoanormalidades del espermatozoide.....	30
Figura 13: Principales alteraciones y modificaciones en las estructuras del espermatozoide durante la crioconservación.	34
Figura 14: Esquema general de la investigación.	38
Figura 15: Colecta Seminal utilizando la técnica de la mano enguantada.....	40
Figura 16: Esquema de trabajo para la Etapa 1.....	41
Figura 17: Morfoanormalidades del espermatozoide.	44

Figura 18: Integridad acrosomal.....	45
Figura 19: Esquema de trabajo de la Etapa 2 para la Evaluación de los eyaculados para su crioconservación	46
Figura 20: Esquema de la Etapa 2: Evaluación de la citotoxicidad de diferentes crioprotectores.....	48
Figura 21: Preparación de las alícuotas de HDT3 y THDT en microtubos de 2.0 ml.	50
Figura 22: Lectura de eyaculados con el sistema CASA portátil AndroScope	51

ÍNDICE DE GRÁFICOS

Gráfico 1: Producción porcina a nivel mundial en 2024 (USDA, 2025).....	8
Gráfico 2: Principales consumidores de cerdo a nivel mundial en 2024 (USDA, 2025).....	9
Gráfico 3: Indicadores de producción para el año 2024 en México (USDA, 2025).	9
Gráfico 4: Principales Estados productores de cerdo en México en el año 2024.	10
Gráfico 5: Motilidad individual en cerdos criollos de la raza " <i>Ts'üdi Xirgo</i> "......	59
Gráfico 6: Integridad Acrosomal en Verracos criollos de la raza " <i>Ts'üdi Xirgo</i> ".	62
Gráfico 7: Comparación de la evaluación de la citotoxicidad de diferentes crioprotectores sobre la motilidad total (MOT T) en cerdos comerciales y cerdos criollos, en función del tiempo	60
Gráfico 8: Comparación de la evaluación de la citotoxicidad de diferentes crioprotectores sobre la motilidad progresiva en cerdos criollos y comerciales, en función del tiempo	61
Gráfico 9: Comparación de la evaluación de la citotoxicidad de diferentes crioprotectores sobre la velocidad curvilínea (VCL) en cerdos criollos y comerciales, en función del tiempo	65
Gráfico 10: Comparación de la evaluación de la citotoxicidad de diferentes crioprotectores sobre la velocidad de línea recta (VSL) en cerdos criollos y comerciales, en función del tiempo	65
Gráfico 11: Comparación de la evaluación de la citotoxicidad de diferentes crioprotectores sobre la trayectoria media de velocidad (VAP) en cerdos criollos y comerciales, en función del tiempo	66

Gráfico 12: Comparación de la evaluación de la citotoxicidad de diferentes crioprotectores sobre la linealidad (LIN) en cerdos criollos y comerciales, en función del tiempo.....	67
Gráfico 13: Comparación de la evaluación de la citotoxicidad de diferentes crioprotectores sobre la rectitud (STR) en cerdos criollos y comerciales, en función del tiempo.....	68
Gráfico 14: Comparación de la evaluación de la citotoxicidad de diferentes crioprotectores sobre la oscilación (WOB) en cerdos criollos y comerciales, en función del tiempo	68
Gráfico 15: Comparación de la evaluación de la citotoxicidad de diferentes crioprotectores sobre la amplitud de la cabeza (ALH) en cerdos criollos y comerciales, en función del tiempo	69
Gráfico 16: Comparación de la evaluación de la citotoxicidad de diferentes crioprotectores sobre la frecuencia del cruce de latidos (BCF) en cerdos criollos y comerciales, en función del tiempo	69
Gráfico 17: Comparación de la evaluación de la citotoxicidad de diferentes crioprotectores sobre la motilidad total en cerdos de raza comercial, en función del tiempo	70
Gráfico 18: Comparación de la evaluación de la citotoxicidad de diferentes crioprotectores sobre la motilidad progresiva en cerdos de raza comercial, en función del tiempo.	71
Gráfico 19: Comparación de la evaluación de la citotoxicidad de diferentes crioprotectores sobre la motilidad total en cerdos criollos “ <i>Ts’üdi Xirgo</i> ”, en función del tiempo.....	72
Gráfico 20: Comparación de la evaluación de la citotoxicidad de diferentes crioprotectores sobre la motilidad progresiva en cerdos criollos “ <i>Ts’üdi Xirgo</i> ”, en función del tiempo	73

ABREVIATURAS.

- **ADN:** Ácido Desoxirribonucleico.
- **AIC:** Criterios de información Akaike.
- **ALH:** amplitud del desplazamiento lateral de la cabeza.
- **AR1:** Autorregresiva.
- **BC:** Buena Congelabilidad.
- **BCF:** frecuencia de cruzamientos o batidas.
- **BIC:** Criterio Bayesiano de Schwartz.
- **CASA:** Análisis Espermático Asistido por Computadora.
- **CL:** Células de Leydig
- **CNRG:** Centro Nacional de Recursos Genéticos.
- **CoL:** Cola Látigo.
- **COM:** Comerciales
- **CPA NP:** Crioprotector(es) No Permeable(s).
- **CPA P:** Crioprotector(es) Permeable(s).
- **CPA:** Crioprotector(es).
- **CRI:** Criollos.
- **CS:** Células de Sertoli.
- **CV:** Componentes de Varianza.
- **DAD-IS:** Sistema de Información de la Diversidad de los Animales Domésticos.
- **DMA:** Dimetilacetamida.
- **DMF:** Dimetilformamida.
- **DMSO:** Dimetilsulfóxido.
- **DMSO:** Dimetilsulfóxido.
- **EG:** Etilenglicol.
- **EM:** Energía Metabolizable.
- **FAO:** Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura.
- **FC:** Fracción Completa.
- **FP:** Fracción Pobre.
- **FPE:** Fracción pre-espermática.

- **FR:** Fracción Rica.
- **FSH:** Hormona Foliculoestimulante.
- **GD:** Gota Citoplasmática Distal.
- **GLI:** Glicerol.
- **GnRH:** Hormona Liberadora de Gonadotropinas.
- **GP:** Gota Citoplasmática Proximal.
- **gr:** Gramos.
- **HDT1:** Diluyente de almacenamiento de larga duración.
- **HDT2:** Diluyente crioprotector de primer paso.
- **HDT3:** Diluyente crioprotector de segundo paso.
- **IA:** Inseminación Artificial.
- **IN:** inmóviles.
- **InA:** Integridad Acrosomal.
- **INIFAP:** Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pesqueras.
- **INTAGRI:** Instituto para la Innovación Tecnológica en la Agricultura.
- **LDL:** Lipoproteínas de Baja Densidad.
- **LH:** Hormona Luteinizante.
- **MC:** Mala Congelabilidad.
- **MF:** Metilformamida.
- **Mot I:** Motilidad Individual.
- **Mot M:** Motilidad Masal.
- **Mot NP:** Motilidad No Progresiva.
- **Mot P:** Motilidad Progresiva.
- **Mot T:** Motilidad Total.
- **PE:** Producción Espermática.
- **PS:** Plasma Seminal.
- **RA:** Reacción Acrosomal.
- **SADER:** Dirección Nacional de Ganadería.
- **SAS:** Statistical Analysis System.
- **SC:** Simetría Compuesta.

- **SENASICA:** Servicio Nacional de Sanidad, Inocuidad y Calidad Agroalimentaria.
- **SF:** Semen Fraccionado
- **SIAP:** Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera.
- **Spz eyaculado⁻¹:** Concentración espermática total.
- **Spz/mL:** Concentración espermática.
- **Spz:** Espermatozoide.
- **SpzD:** Espermatozoide dañado.
- **SpzN:** Espermatozoide normal.
- **SpzPP:** Espermatozoide con pérdida parcial.
- **SpzSA:** Espermatozoide sin acrosoma.
- **SSF:** Semen sin Fraccionar.
- **T0:** 0 horas posteriores a la adición del crioprotector.
- **T1:** 1 hora posterior a la adición del crioprotector.
- **T2:** 2 horas posteriores a la adición del crioprotector.
- **T4:** 4 horas posteriores a la adición del crioprotector.
- **THDT:** Testigo HDT.
- **TLCAN:** Tratado de Libre Comercio de América del Norte.
- **UN:** No estructurada.
- **UPPBD:** Unidad de Producción Porcina de Baja Densidad.
- **USDA:** Departamento de Agricultura.
- **VAP:** velocidad de trayectoria media.
- **VCL:** velocidad curvilínea.
- **VSL:** velocidad de línea recta.

1. INTRODUCCIÓN

La intensificación de la producción porcina se ha visto en la necesidad de establecer protocolos sanitarios para conservar el estatus de las unidades de producción, y con ello, garantizar los niveles de productividad que han permitido situar a la porcicultura como una de las industrias cárnicas más importantes a nivel mundial.

Derivado de ello, el desarrollo de biotecnologías reproductivas ha sido una herramienta para favorecer este incremento y con ello, el surgimiento de centros especializados en el procesamiento del semen porcino (**García-Vázquez et al., 2020**). En estos centros, se tiene como objetivo principal producir dosis seminales con calidad suficiente para ser utilizadas en programas de mejoramiento genético o conservación de razas y biotipos.

La preservación de la biodiversidad de los recursos zoogenéticos es crucial, ya que representan un elemento importante para la seguridad alimentaria para enfrentar los desafíos de erradicar el hambre, la pobreza y mejorar las condiciones de vida de la población, garantizando con ello, el consumo de proteína animal aprovechando recursos alimenticios locales como alternativas de producción pecuaria, es por ello, que la investigación debe centrarse en aquellos procedimientos reproductivos destinados a preservar a los individuos con un material genético valioso, con rasgos de adaptación como la resistencia o tolerancia a enfermedades y parasitosis, así como para un uso más eficiente (**Linares et al., 2011; Carrasco et al., 2021; Montoya Páez et al., 2023**).

Es por lo anterior, que las biotecnologías reproductivas, tienen como objetivo aumentar la eficiencia reproductiva de los animales, multiplicar y difundir el valor genético de los mismos, y preservar, conservar y mantener en resguardo el material genético de aquellos animales que se encuentran en situación crítica, como son los recursos criollos o locales. A futuro, el uso de este material genético podría apoyar las estrategias reproductivas para hacerlas más eficientes para los programas de conservación de recursos zoogenéticos (**Yáñez-Ortiz et al., 2021**). Es por ello, que surge la necesidad de establecer bancos de germoplasma, los cuales podrían

integrar estrategias de conservación de recursos genéticos, por lo que es necesario conocer la biología celular y la respuesta de cada macho a los procesos criogénicos para optimizar los protocolos de crioconservación.

Por todo lo anterior, el objetivo fundamental de esta investigación fue dirigida hacia la caracterización de los efectos previos a la crioconservación de semen de cerdo criollo. Ya que, el daño de la crioconservación sobre la célula espermática y su fisiología normal pueden modificar eventualmente su calidad de congelación-descongelación, y en ocasiones la muerte, afectando la capacidad fecundante o de desarrollo embrionario, y reduciendo los indicadores reproductivos del verraco. **(Blackburn, 2009; Moscoso *et al.*, 2022).**

PREGUNTA DE INVESTIGACIÓN

¿Cuáles son las características seminales y de preservación del eyaculado de verracos criollos con fin zootécnico de conservación y uso sostenible del recurso zoogenético?

2. OBJETIVOS

2.1. Objetivo General.

Caracterizar el semen de cerdos criollos mediante la evaluación de la calidad seminal con fines de preservación del germoplasma.

2.2. Objetivos Específicos.

- Caracterización del semen de cerdos criollos utilizando el espermiograma básico.
- Uso de técnicas especializadas (Integridad Acrosomal) para la caracterización de la calidad del semen de cerdo criollo.
- Determinar la capacidad de conservación del semen de cerdos criollos, mediante la evaluación de diferentes crioprotectores previo a procesos de crioconservación.

3. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

3.1. El cerdo: su importancia y origen.

La domesticación es un proceso largo y complejo que tiene como función crear nuevas especies animales. Este proceso evolutivo implica una serie de cambios conductuales, morfológicos y fisiológicos destinados a satisfacer las necesidades humanas. Las especies domésticas pueden estructurarse en subpoblaciones que a través de los años se establecieron como grupos genéticos denominados como razas que están parcial o completamente aisladas genéticamente y/o también conocidos como biotipos criollos que pueden mostrar un amplio catálogo de fenotipos específicos; de acuerdo con la **FAO**, estos son los denominados: “*Recursos Zoogenéticos*” (**Ramos-Onsins et al., 2014; Olmedo et al., 2021; Leno-Colorado et al., 2022**).

3.2. El origen del cerdo.

El cerdo tiene sus orígenes hace más de 6 millones de años (**Pardo, 1996**). No obstante, se desconoce si el cerdo domestico actual precede de un ancestro común o de varios, sin embargo, se tienen identificadas 2 especies salvajes (consideradas como diferentes debido a sus características fenotípicas); una de origen europeo (***Sus scrofa***), la cual se distribuyó desde el norte del continente; y otra Asiática (***Sus vittatus***) en el sur de China e India (**Figura 1**) (**Pardo, 1996; Guiffra et al., 2000**).



Figura 1: Especies salvajes europea (*Sus scrofa*) y asiática (*Sus vittatus*).
(Adaptado de Encinares, 2019).

Posteriormente, el cerdo fue domesticado a partir de jabalíes locales o silvestres de forma independiente tanto en Asia como en Europa hace por lo menos ~9.000 años. Se considera que los cerdos autóctonos locales continúan presentando variaciones genéticas basada en milenios de crianza local, motivo por lo que, la mayoría de los cerdos domésticos del mundo actual son descendientes de razas europeo-chinas (Lander *et al.*, 2020).

En la actualidad se considera que existen al menos 16 especies diferentes de cerdo, esto debido a que, posterior a su domesticación, los cerdos sufrieron una serie de cambios, derivados de sus cruzamientos deliberados entre especies europeas y asiáticas, lo que dio origen a los cerdos criollos, hasta la búsqueda de una mejora continua que permitiera mejorar la productividad y su adaptación a sistemas más confinados, dando origen a las llamadas razas comerciales o líneas genéticas (Guiffra *et al.*, 2000; Bossé, 2019). Derivado de estos procesos de adaptación se tiene la clasificación taxonómica del cerdo doméstico (*Sus scrofa domesticus*) (Cuadro 1).

Cuadro 1: Clasificación taxonómica del cerdo.

Clasificación	Nombre
Reino	<i>Animalia</i>
Subreino	<i>Eumetazoa</i>
Filo	<i>Chordata</i>
Subfilo	<i>Vertebrata</i>
Clase	<i>Mamalia</i>
Orden	<i>Artiodactyla</i>
Familia	<i>Suidae</i>
Especie	<i>Sus scrofa</i>
Nombre científico	<i>Sus scrofa ssp</i>

Fuente: Orrala, 2021.

3.3. Historia y desarrollo de la porcicultura en México.

En América, el cerdo llegó en embarques europeos en el año 1493, principalmente a Perú, Ecuador, Colombia y Venezuela, sin embargo, no fue hasta el año 1520 cuando el cerdo llegó a México, en los navíos tripulados por Hernán Cortés, situación que posteriormente daría paso a uno de los eventos más importantes en la historia. Esta especie, una vez adaptada a las condiciones de manejo, crianza, alimentación, y ambientales del país, se dio inicio a un proceso de reproducción y distribución sin control de los biotipos, lo que dio origen a las llamadas razas criollas, mismas que presentaban características adaptables a los diferentes climas y ambientes del país (**Castellanos, 2017**).

Vale la pena destacar, que el cerdo ha tenido un papel importante en la economía de supervivencia de los pueblos indígenas desde hace varias décadas, ya que éste ofrece una alternativa a la producción comercial de carne (**Rosado-Aguilar et al., 2022**), por lo que, en 1940 la porcicultura mexicana ya se consideraba como un medio de auto abasto alimenticio, en sistemas de traspatio, así como en extensivo (hoy conocidos como sistemas de baja densidad). Lo cual generó que se considerara al cerdo como la segunda fuente más importante de proteína cárnica, pues ocupaba cerca del 20% de la producción animal nacional, sin embargo, con la introducción de razas mejoradas como el Duroc y Poland China, esta variación genética local comenzó a desaparecer (**Castellanos, 2017; Córdova, 2020**).

En los años posteriores y sumando la introducción de razas mejoradas estadounidenses, la producción porcina se volvió el sistema ganadero más importante del país, generando un nuevo sistema de producción más intensificado y tecnificado, que permitiera que para los años 70s el consumo per cápita pasara de los 11.2 a 21kg (**Zavala, 2014**).

Para los 80s, el aumento de problemas socioeconómicos y políticos mermaron la producción, orillando a los consumidores a buscar nuevas fuentes de alimentación tanto de origen vegetal, como animal (avicultura), a menores costos. Esto trajo consigo, no solo una disminución en el consumo de carne de cerdo, sino una baja

productividad y reducción de los inventarios (**Rebollar et al., 2015; Castellanos 2017**).

A partir de este momento se marcó una etapa conocida como un futuro incierto, en la cual la producción se ha visto envuelta en una serie de altibajos, que, si bien se vio impulsada por la integración de México al **TLCAN** con Estados Unidos y Canadá, permitiendo que la producción creciera de manera exponencial, también se generó un aumento en la demanda de importaciones y una pérdida de cerca del 40% de todas las producciones nacionales, puesto que la competitividad con países con mayor infraestructura impedía el ofrecer productos de calidad, sumando, además, la inflación, altas tasas de interés y la diversificación de los sistemas de producción que demandaban costos más elevados para producir (**Córdova, 2020**).

3.4. La industria porcina actual.

La ganadería porcina es uno de los sectores productivos tecnológicamente más avanzados y en continuo crecimiento a nivel mundial, ya que representa más del 30% de la producción mundial total de carne anualmente. En el censo mundial de ganado porcino, solo en 2021, había alrededor de 749,62 millones de cerdos, teniendo un reporte de aproximadamente 960 millones de cabezas, distribuyéndose, con alrededor del 60% de la producción, en Asia; 20% en Europa, y solo un 16% en América (**Córdova, 2020; Delsart et al., 2020**).

3.4.1. La industria porcina actual a nivel mundial.

Durante las últimas tres décadas, la industria de producción porcina ha cambiado rápida y exponencialmente, pasando de unidades de producción clasificadas como de baja escala o baja densidad, y se han ido transformando en unidades de producción intensivas o de alta densidad. Particularmente en los países desarrollados, estos sistemas intensivos han alcanzado niveles de rendimiento productivo elevados, lo cual ha permitido que se transformen en el tipo predominante de sistemas de cría de cerdos con genéticas mejoradas para un alto rendimiento productivo. No obstante, en la gran mayoría de países, los sistemas de crianza de baja densidad o tradicionales siguen existiendo y es en estos donde se

suelen criar cerdos locales o criollos propios de la región con fines de autoconsumo, cría y/o engorde (**Wang y Li, 2024**).

Es importante decir, que para el año 2024 en el mundo se produjeron cerca de 125.11 millones de toneladas (Mt) de carne de cerdo (**Gráfico 1**), resaltando que China sigue siendo el principal productor con 57.98 Mt, seguido por la Unión Europea (21.25 Mt) y Estados Unidos (12.61 Mt), generando cerca del 73% de toda la producción porcina. Por su parte Latinoamérica se ve representada con Brasil (4° lugar) con 5.33 Mt; México se posiciona en el 8° lugar con una producción de 1.81 Mt aportando el 1.45% del total (**USDA, 2025**).

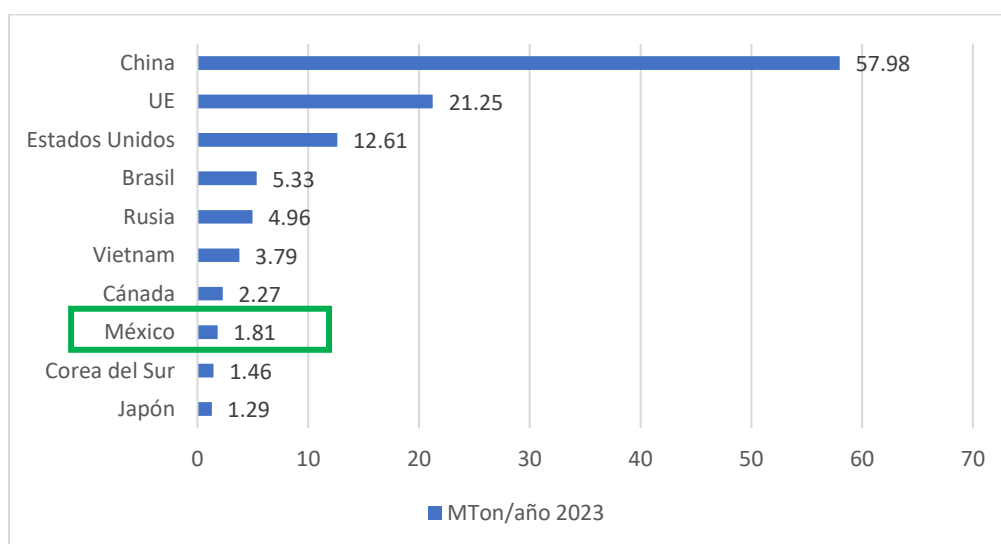


Gráfico 1: Producción porcina a nivel mundial en 2024 (**USDA, 2025**).

El consumo es relativamente proporcional a la producción, el **Gráfico 2** muestra los principales consumidores de cerdo en el mundo. China, la Unión Europea y Estados Unidos se mantienen en los primeros lugares, por su parte México se posiciona como el 7° país más consumidor de cerdo.

Pese a todo esto, el crecimiento poblacional es más rápido que el crecimiento de la producción (**Castellanos, 2017; OCDE, 2019**), lo que se ve reflejado en la relación producción/consumo, siendo que el consumo es más elevado que su producción en países como China, Vietnam, Japón y México, lo cual vuelve necesario buscar una manera de satisfacer las necesidades de la población, así estos países se colocan como los principales importadores de carne de cerdo. México ocupa el 3er lugar en

importación, con un total de 1.51 Mt (**Gráfico 3**). Ante esto, la necesidad de buscar alternativas que permitan solventar la demanda de carne en México se vuelve una prioridad (**Linares et al., 2011**).

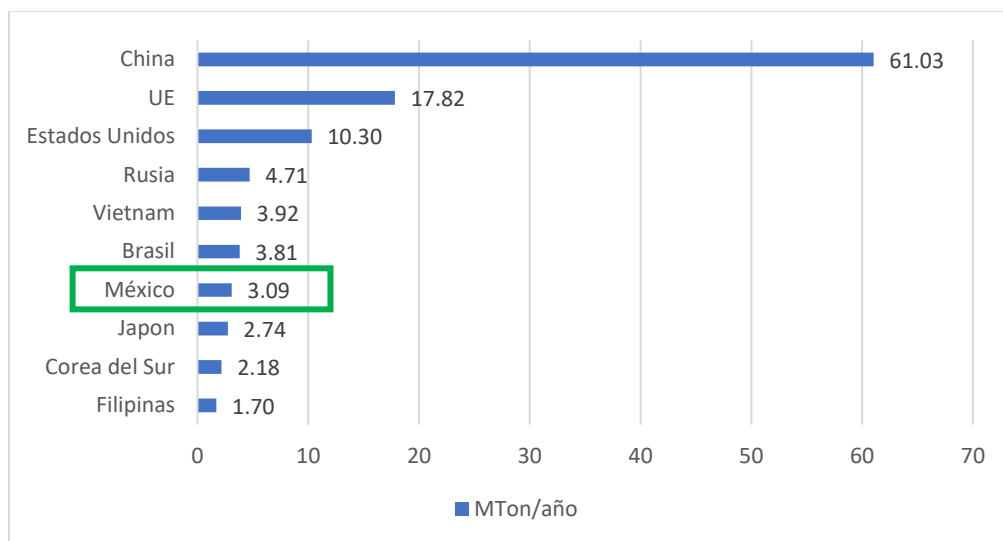


Gráfico 2: Principales consumidores de cerdo a nivel mundial en 2024 (USDA, 2025).

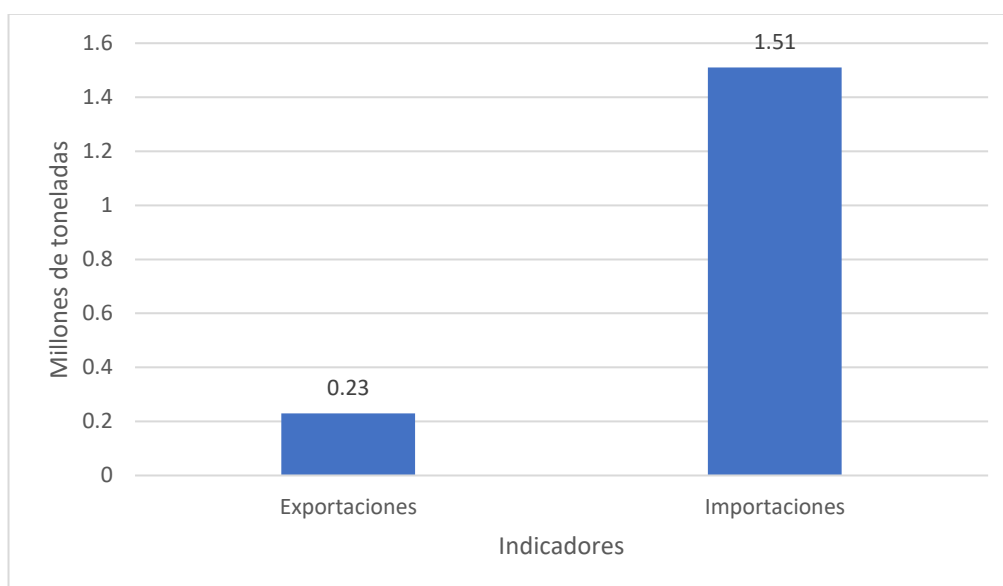


Gráfico 3: Indicadores de producción para el año 2024 en México (USDA, 2025).

3.5. La industria porcina actual en México.

La producción de cerdo ocupa el tercer lugar en la producción nacional, únicamente detrás de la producción de pollo y bovino, y es considerada una de las principales actividades económicas del sector agropecuario (**SIAP, 2025**).

México se distribuye en 6 zonas principales: Noreste, Noroeste, Bajío, Centro, Sureste y Península, de las cuales la zona del Bajío, liderada por Jalisco y Guanajuato, es la principal productora de cerdo para consumo nacional, mientras que la zona Noreste, liderado por Sonora, es la principal exportadora (**SENASICA, 2025**).

El **Gráfico 4**, muestra los principales estados productores de cerdo en el país, los cuales representan cerca del 92% de toda la producción nacional; son 6 estados los principales productores, liderados por Jalisco y Sonora quienes producen poco más del 40%, seguidos por Puebla, Yucatán, Veracruz y Guanajuato. El 23% restante corresponde a lo producido en los demás estados de la Republica.

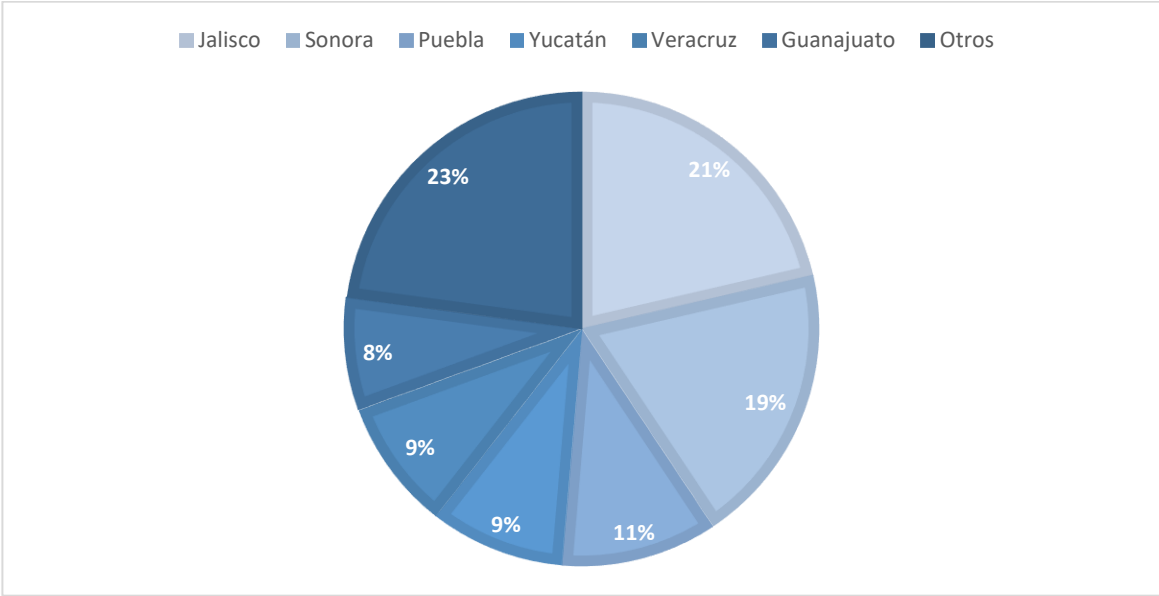


Gráfico 4: Principales Estados productores de cerdo en México en el año 2024. (SENASICA, 2025).

El estado de Hidalgo se coloca en el lugar 14 en producción porcina, para el año 2024 produjo 15,694 toneladas de carne y cuenta con un inventario de más de 297

mil cabezas de ganado (SIAP, 2025), sin embargo, **García-Contreras et al. (2021)** y **Segura-Peñañiel et al. (2021)** colocan la zona del Valle del Mezquital (**Figura 2**) como un importante reservorio de recursos zoogenéticos, ya que se ha identificado y recuperado una raza criolla adaptada al ambiente de la zona gracias a sus características.



Figura 2: Ubicación del Valle del Mezquital en el Estado de Hidalgo.
(Adaptado de Redacción, 2019).

3.6. Sistemas de Producción.

En América Latina se han definido principalmente tres tipos de sistemas de producción: Tecnificado, Semi-Tecnificado y Extensivo (**INTAGRI, 2019**), aunque, si bien, **García-Contreras et al., (2022)**, mencionan que debe existir una redefinición de estos sistemas, distribuyéndolos en sistemas de baja, mediana y alta densidad, brindándole a cada uno las capacidades de tener grados de tecnificación, así como la posibilidad de ser extensivos o confinados. Actualmente, las unidades de producción de alta densidad con un alto grado de tecnificación tienen un gran impacto sobre la producción mundial de carne, pues esta porcicultura abarca del 40-50% del inventario en México, aportando el 75% de la producción nacional de carne de cerdo (**INTAGRI, 2019**).

En el caso de la porcicultura de mediana densidad, solo representa el 20% del total del inventario, debido a que se encuentran en transformación hacia una producción de alta densidad y, por tanto, tiende a desaparecer constantemente (**SENASICA, 2025**).

Por último, pero no menos importante, la porcicultura de baja densidad aporta el 30% de todo el inventario en México, siendo una actividad considerada como de subsistencia, sin embargo, se puede describir como una microempresa o empresa a pequeña escala o familiar. Este tipo de sistema, a diferencia de los otros dos, se caracteriza por el uso de recursos agrícolas, subproductos industriales e inclusive desechos comestibles caseros para la crianza de los animales, permitiéndose con ello, solventar económicamente los gastos de producción. Esta ganadería no necesariamente se vincula con genéticas mejoradas o líneas comerciales, por otro lado, la comercialización de sus productos es local, lo cual permite el arraigo a la tierra, su supervivencia y subsistencia, la unión familiar y el uso de la tierra a través de la agricultura familiar, así como el mantenimiento de las tradiciones (**FAO, 2013; García-Winder y Chavarría, 2017; INTAGRI, 2019**).

3.7. Cerdos criollos como recurso zoogenético.

LA **FAO (2010)**, define un recurso zoogenético como aquellas especies que pueden ser utilizadas para la producción de alimentos y la agricultura. Hoy en día el uso de los recursos zoogenéticos puede ser de alto valor (**Sierra-Vásquez et al., 2016**), pues, la producción de alimentos a partir de razas autóctonas y criollas surge como una necesidad para proveer proteínas de origen animal a la creciente población humana; además, son una alternativa de producción y diversificación económica en el sector pecuario y sus poblaciones constituyen un reservorio importante de variación genética (**Hernández et al., 2020**).

Para el año 1994, México reconocía tres genotipos de cerdo criollo (pelón mexicano, cuino mexicano, y pata de mula), de acuerdo con lo señalado por el Sistema de Información sobre Diversidad Animal de la FAO (**DAD-IS, 2025**). Sin embargo, en el caso del cerdo cuino (**Figura 3**), desde principio de siglo, no existe un registro de su crianza o evidencia de su existencia. Es por lo anterior, que, en el año 2022, la

FAO y la Dirección Nacional de Ganadería (**SADER**), dispusieron identificar las razas existentes en México, para su actualización en el **DAD-IS**, ya que en todos los casos no se dispone de información suficiente en temas de censos, tendencias, caracterización y programas de conservación, lo que demuestra una falta de organización para proteger la diversidad biológica del país (**Sierra-Vásquez, 2016; García-Contreras et al., 2024**).

En el caso del cerdo pata de mula o Patamuleño (**Figura 3**), **Fernández-Solís et al. (2024)**, reportan un inventario de cerdos Patamuleños localizados en la Cuenca del Papaloapan (Oaxaca y Veracruz), manteniendo este genotipo vigente en el país.



Figura 3: Razas criollas registradas en el DAD-IS.

(Medina-González, 2022).

Por su parte, **Sierra et al. (2023)**, ha mostrado clara evidencia del entusiasmo que la población del Estado de Yucatán, Campeche y Quintana Roo, tienen por la crianza de “Pelón Mexicano”, por lo que esta raza criolla, ha mostrado un incremento en el inventario animal, y de unidades de producción.

Con base en el reporte publicado en junio de 2024, por la **FAO**, mostró la existencia de Pelón Mexicano, Pata de mula y de **Ts'üdi Xirgo**, por lo que fueron registradas estas razas en octubre de 2023, en el **DAD-IS**, dejando a nivel mundial el registro de estas tres razas, y perdiendo ahora mismo el registro del Cuino mexicano.

La capacidad de resiliencia, tolerancia y rusticidad ha permitido que estas razas criollas, aunque presentan rendimientos productivos más bajos, estén siendo criadas y utilizadas de forma semi-intensiva en las zonas rurales, comprobado que su adaptación a ambientes no controlados permita que los porcicultores deseen seguir con la actividad (**Lemus-Flores et al., 2020**). Aunado a ello, las características de la calidad de su carne son elementos motivantes para que la población rural e inclusive la cocina gourmet tengan oportunidad de utilizar su carne, abriendo un mercado que genera demanda.

Por otra parte, la sostenibilidad de esta crianza radica también en el aprovechamiento de suelos no aptos para la agricultura convencional y el pastoreo, favoreciendo el proceso de desarrollo rural y revalorizan la producción local (**Hernández et al., 2020; García-Contreras et al., 2021**).

3.8. Raza “*Ts’üdi Xirgo*” del Valle del Mezquital.

La zona del Valle del Mezquital se caracteriza por ser una zona semiárida, con climas secos y semi-templados, que cuenta con presencia de grupos indígenas otomís (**SEGOB HIDALGO, 2017**).

García-Contreras et al. (2021), describen la existencia de un biotipo denominado *Ts’üdi Xirgo*, el cual se ha identificado en la región del Valle del Mezquital, en el estado de Hidalgo (**Figura 4**). Estos cerdos son reconocidos por la población por la capacidad de resiliencia que presentan, la calidad de la carne que producen, y su alto valor gastronómico, motivo por el cual, a partir de 2018 se inició un programa de recuperación y restablecimiento de la población de este biotipo. La crianza de estos se ubica en sistemas de baja densidad, en los cuales se considera el número de animales, y la optimización de su alojamiento en función del bienestar por etapa fisiológica (**García-Contreras et al., 2021; Segura-Peñafiel et al., 2021**).

Aunado a ello, en los últimos años se han llevado a cabo trabajos de campo para conocer el inventario real de estos animales, además de determinar las

características fanerópticas, zoométricas, productivas y reproductivas de estos cerdos (**García-contreras et al., 2021**).

Al actualizar la información del **DAD-IS** en el año **2023**, se reclasifica a este biotipo, como una raza ya establecida: “**Ts’üdi Xirgo**”, por lo tanto, es considerada como una raza nativa y forma parte de la biodiversidad de México.



Figura 4: Raza “Ts’üdi Xirgo” del valle del Mezquital.

(Medina-González, 2023).

3.9. Importancia de la caracterización reproductiva y la preservación de germoplasma.

Las características idóneas de los cerdos como modelos biomédicos animales para la investigación aplicada a humanos, donde destacan la semejanza fisiológica y genética entre ambas especies, se convierte en un tema prioritario en el desarrollo de biotecnologías reproductivas (**Cambra, 2021**), todas ellas encaminadas a aumentar la eficiencia reproductiva de los animales, así como a multiplicar y difundir animales de alto valor genético, y por otro lado, a estandarizar técnicas con funcionalidad biomédica que se pueda utilizar en medicina humana. Así mismo, la caracterización de los cerdos criollos constituye el primer paso hacia su conservación y protección, considerando la aplicación de biotecnologías reproductivas que contribuyan a la utilización sostenible de la diversidad biológica y a su preservación, además de que se puede vincular a intereses económicos, al buscar aumentar la productividad de los animales, y con ello, atender la demanda

creciente de productos de origen animal para elevar su competitividad ante otras alternativas de producción (**Carrasco et al., 2021**).

La utilización de biotecnologías reproductivas también permite también la preservación de la genética nativa, esta genética nativa décadas ha sido el sustento del pequeño productor y campesino, promoviendo su utilización y manteniendo la biodiversidad lo cual contribuye a mejorar la seguridad, soberanía e inocuidad alimentaria (**Olmedo et al., 2021**).

Es entonces de suma importancia conservar biotipos naturalizados, nativos y autóctonos debido a su alto potencial de adaptación a condiciones agroclimáticas adversas, pues la implementación de dichos recursos demuestra ventajas en términos de rusticidad, adaptabilidad y respuesta inmunológica, no obstante, su uso está limitado comúnmente al autoconsumo o ahorro familiar, utilizando tecnologías tradicionales y volúmenes de producción bajos, sin embargo, mejorar la relación costo beneficio en la porcicultura de baja densidad ayuda a salvaguardar la seguridad alimentaria de los sistemas pecuarios familiares que los implementan, lo que constituye una opción en la ganadería para enfrentar la demanda de alimentos debido al crecimiento poblacional (**Olmedo et al., 2021; Alfonso-Pardo et al., 2023**).

La crioconservación espermática es uno de los procedimientos más importantes en cuanto a biotecnologías para la reproducción asistida se refiere. Para ello, se requiere comprender la dinámica reproductiva de las diferentes especies ganaderas, así como complementar con el desarrollo de nuevas tecnologías para mejorar su eficiencia (**Yáñez-Ortiz et al., 2021**).

Suárez-Mesa et al. (2021), mencionan que el uso de biotecnologías, particularmente en temas de crioconservación seminal ha posibilitado mejoras en las producciones porcinas, sin embargo, los pocos estudios en cerdos criollos han limitado su uso.

No obstante, se vuelve relevante priorizar el valor genético de estos recursos mediante la crioconservación, además existe la necesidad de contar con espacios

físicos destinados a su mantenimiento y conservación a largo plazo (**Jiménez et al., 2021; Álvarez-Gallardo et al., 2024**).

Hoy en día, los bancos de germoplasma representan un avance importante en la conservación del material genético de recursos zoogenéticos criollos, lo que permite implementar una serie de procesos y estrategias encaminadas a garantizar su mantenimiento, evitar la pérdida de variabilidad genética, reducir el riesgo de extinción y avanzar en su caracterización y promoción de uso (**Jiménez et al., 2021**).

En México, la investigación generada por el **INIFAP**, principalmente por el Centro Nacional de Recursos Genéticos (**CNRG**), y otras instituciones educativas se vuelve relevante en la conservación y el aprovechamiento de recursos zoogenéticos, ya que se enfocan en aquellos factores críticos como el tamaño poblacional, la diversidad genética, el comportamiento productivo y la caracterización del sistema de producción (**Álvarez-Gallardo et al., 2024**).

3.10. Crioconservación de recursos zoogenéticos porcinos locales.

La caracterización de los cerdos criollos constituye el primer paso hacia su conservación y protección, considerando la aplicación de biotecnologías reproductivas que contribuyan a su preservación (recuperación genética) y utilización sostenible, además de buscar incrementar la productividad de los animales, y con ello, atender la demanda creciente de productos de origen animal como alternativas de producción para mejorar la seguridad, soberanía e inocuidad alimentaria (**Carrasco et al., 2021; Olmedo et al., 2021**).

La crioconservación de semen de verracos no se utiliza de manera habitual, ya que, solo el 1% de las inseminaciones artificiales a nivel mundial se realizan con dosis de semen de verraco congeladas y descongeladas, no obstante, se han realizado esfuerzos importantes de investigación para facilitar su uso en animales de granja (**Simonik et al., 2022; Yáñez-Ortiz et al., 2022**).

En la actualidad, se utilizan dos técnicas principales para la crioconservación de semen, la congelación lenta y la vitrificación, si bien, la vitrificación es un proceso

rápido y sencillo el cual consiste en sumergir una muestra de semen adicionada con un extensor crioprotector directamente en nitrógeno líquido, en verracos no suelen observarse espermatozoides vivos posterior al calentamiento. Es por ello, que la congelación lenta se vuelve una técnica de conservación más adecuada, pues permite controlar el descenso de temperatura, permitiendo así la deshidratación suficiente del espermatozoide, evitando la formación de cristales de hielo intracelulares y que la célula se vea expuesta a soluciones hipersaturadas conforme se van formando los cristales de hielo del exterior (**Pezo et al., 2023**).

Es así como la importancia de la crioconservación lenta de espermatozoides se centra en las modificaciones dentro del procedimiento de congelación y descongelación, la formulación de diluyentes de congelación y descongelación, la evaluación del semen descongelado mediante factores que afectan la motilidad y por ende su fertilidad; así como la optimización de la curva de congelación y la adición de crioprotectores y antioxidantes (**Bolarin et al., 2024**).

Además de la crioconservación lenta de semen y la vitrificación, se están desarrollando otras tecnologías de almacenamiento a largo plazo, la encapsulación de espermatozoides en membranas de alginato, la liofilización y la inmovilización de espermatozoides en un entorno de gel de alginato, pero todas estas técnicas aun requieren ser más investigadas en cuanto a su eficiencia (**Pezo et al., 2023**).

Los valores para la calidad del espermatozoides post-descongelamiento están sumamente relacionados con su calidad inicial y el proceso de congelamiento, ya que, estas son sumamente variables entre especies, e incluso dentro de los individuos de la misma especie o la estación del año. En el caso de cerdos, el daño a los espermatozoides por crioconservación resulta en una tasa de supervivencia significativamente menor comparada con otras especies, esto debido a que los espermatozoides de cerdo son extremadamente sensibles a las bajas temperaturas y al choque frío. Esto pone en contexto que a pesar de que la crioconservación seminal resulta ser una biotecnología de importancia, aun no existe una metodología estandarizada para cada una de las etapas del procedimiento (**Yáñez-Ortiz et al., 2021; Pezo et al., 2023**).

3.11. El semental porcino: características reproductivas.

El semental porcino, también denominado verraco, es el responsable del 50% de la eficiencia reproductiva, por lo que, es fundamental evaluar su capacidad como reproductor. Un correcto desarrollo de sus órganos sexuales es esencial, para la determinación y diferenciación sexual, estimulación de la pubertad y producción de la espermatogénesis. Su aparato reproductor está conformado por los testículos mismos que tiene una amplia capacidad de producción de esteroides por parte de las células de Leyding (**CL**); glándulas seminales o glándulas sexuales accesorias (responsables de un gran volumen de líquido seminal), pene y prepucio, los cuales de manera ordenada, se encargan de llevar a cabo todo el proceso reproductivo mediante la formación, maduración, transporte y transmisión del gamoplasma a través de las células espermáticas (**De Loera, 2015; Trujillo-Ortega et al., 2017; Geisert et al., 2020**).

3.11.1. Anatomía y fisiología de los testículos.

Los testículos son los órganos más importantes en el proceso reproductivo, ya que se encargan, principalmente, de la formación de espermatozoides mediante la inducción y el mantenimiento de la espermatogénesis, sin embargo, esta requiere de una función endocrina, que mantiene la interacción y regulación de hormonas mediante el eje hipotálamo-hipófisis-testículos (**De Loera, 2015**).

Estos, se encuentran ubicados en la zona abdominal durante la etapa embrionaria y descienden a partir del día 60, a la zona perianal, antes del nacimiento, ubicándose en el **diverticulum**, también conocido como escroto (**Geisert et al., 2020**). El escroto es la porción de piel que se encuentra en contacto con el exterior, está formada por piel y tejido subcutáneo. Se distribuye en dos cámaras, que alojan a cada testículo, las cuales se dividen por el septo o tabique, observable a la altura del rafe medio; y se mantiene unido a la túnica dartos, el plexo pampiniforme y el músculo cremáster, encargados de la retracción y relajación del escroto que permite la termorregulación testicular. De manera interna al escroto, cada testículo se encuentra cubierto por una serie de envolturas, comenzando con las fascias externa

y la fascia interna que mantiene el contacto entre el musculo cremáster y las túnica vaginales (Bathgate, 2022).

Las túnica vaginales se encargan de recubrir a los testículos, siendo una extensión de la pared abdominal, dividida por un anillo inguinal que impide el contacto entre el abdomen y los testículos, estas se encuentran formadas de dos partes, una visceral (interna) y una parietal (externa). Posteriormente se encuentra la túnica albugínea, la cual recubre los túbulos seminíferos y la **rete-testis**. Los espermatozoides en desarrollo se transportan a través de estos túbulos y se mantienen en los canales de la **rete-testis** (Figura 5), esta última, mantiene el contacto entre la parte craneal del testículo y la cabeza del epidídimo por medio de los conductos eferentes (Stornelli y Sota, 2016; Trujillo-Ortega *et al.*, 2017).

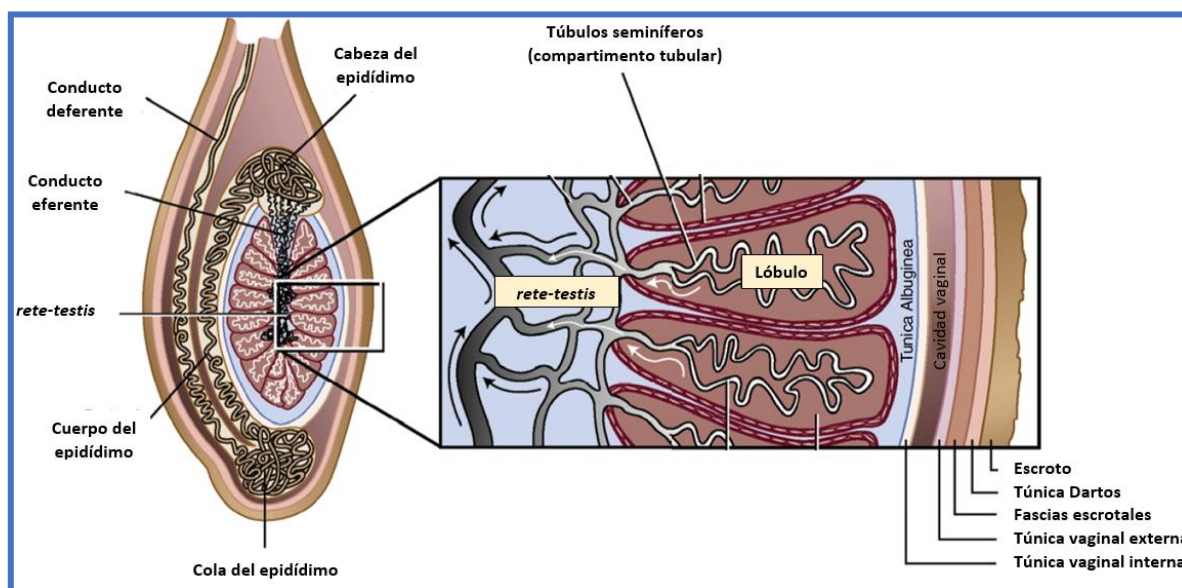


Figura 5: Distribución de las estructuras anatómicas reproductivas que conforman el testículo.

(Adaptado de Bathgate, 2022).

3.11.2. Epidídimo.

Una vez liberados los espermatozoides del testículo, estos son almacenados en una siguiente estructura denominada Epidídimo. El epidídimo se encuentra dividido por 3 regiones: cabeza, cuerpo y cola (Figura 5). Se caracteriza por ser un conducto único y muy contorneado entre sí mismo, midiendo alrededor de 20 cm con una

longitud del conducto extendido de hasta 5 m, que genera una unión entre los conductos deferentes y eferentes (**De Loera, 2015**). Se considera que tiene 3 funciones principales: la reabsorción de líquido testicular, maduración de espermatozoides y almacenamiento de espermatozoides maduros (**Hassan y Holtz, 2021; Rodríguez-Martínez et al., 2022**). Los conductos deferentes se extienden desde el epidídimo a la uretra, están formados por un musculo grueso, que genera contracciones, lo que permite transportar los espermatozoides desde el epidídimo hasta la uretra al momento de la eyaculación para adquirir motilidad y capacidad fecundante (**Costa et al., 2013; Bathgate, 2022**).

3.11.3. Glándulas accesorias.

Las glándulas sexuales o accesorias son glándulas encargadas de aportar una porción líquida (**plasma seminal**) y una gelatinosa (**tapioca**) a los espermatozoides, brindando sustancias que los nutren para mantener su viabilidad; en el verraco se encuentran las vesículas seminales, la próstata y las glándulas bulbouretrales, ubicadas en la cavidad abdominal, conectando en la parte pélvica con los conductos deferentes y la uretra (**Figura 6**) (**Stornelli y Sota, 2016**).

El plasma seminal es una mezcla derivada de los túbulos seminíferos, el epidídimo y las glándulas accesorias, este le brinda nutrición, protección, regulación de motilidad y capacitación al espermatozoide para el reconocimiento y unión de gametos (**García-Contreras, 2011**).

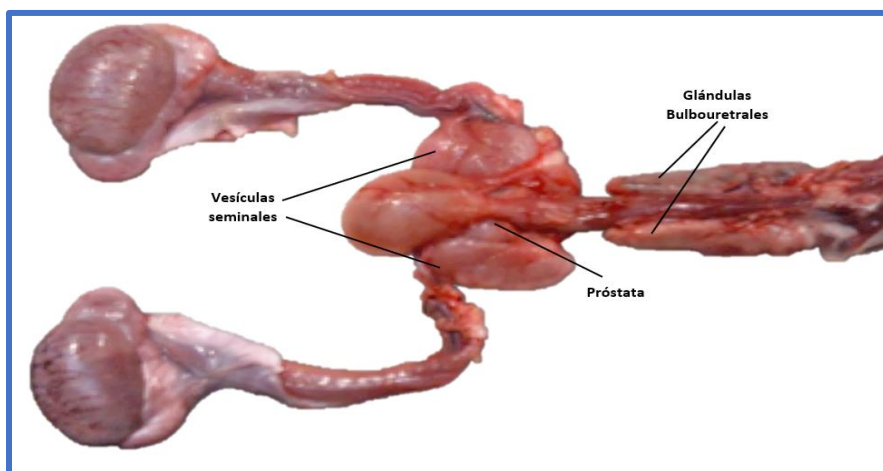


Figura 6: Glándulas sexuales accesorias del verraco.

(Trujillo-Ortega *et al.*, 2017).

La próstata aporta del 10-30% del plasma seminal, está unida a la uretra pélvica y tiene dos partes: un cuerpo, el que rodea el cuello de la vejiga; y una parte diseminada, que se extiende alrededor de la uretra. De manera general, esta regula su función mediante los prostosomas, los cuales almacenan calcio, lípidos, nucleótidos y enzimas, lo que confiere procesos de estabilización de membrana, manteniendo una capacitación y reacción acrosomal ordenada (**García-Contreras, 2012; Parkinson, 2019**).

Las vesículas seminales son un par de glándulas lobulares que se unen al conducto deferente, formando el conducto eyaculador. Estas aportan el mayor volumen del plasma seminal (60%) durante la eyaculación, produciendo principalmente fructosa, inositol, citrato, así como prostaglandinas (**Parkinson, 2019; Trujillo-Ortega *et al.*, 2017**).

Las glándulas bulbouretrales del verraco producen un tapón de gel, el cual sirve como un sellador del cuello uterino, evitando el reflujo de semen después del apareamiento, este aporta del 2-5% del eyaculado (**Bathgate, 2022**).

espermatozoides en el epidídimo (Rodríguez y Wettstein, 2004; Geisert *et al.*, 2020).

Esta se lleva a cabo en los túbulos seminíferos, dando origen al ciclo del epitelio seminífero, estos túbulos forman una **barrera hemato-testicular**, la cual se encarga de mantener una restricción a diferentes niveles del testículo (Figura 8), generando un ambiente protector para las células espermáticas y evitando se lleven a cabo una reacción autoinmune, contra las células en desarrollo.

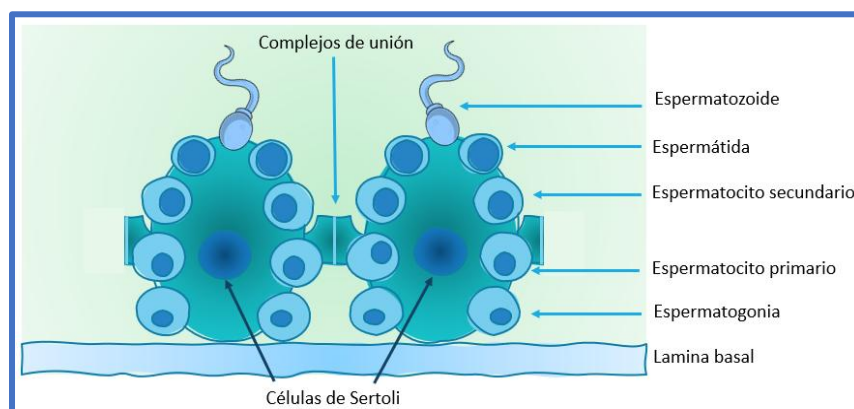


Figura 8: Barrera hemato-testicular.

(Adaptado por Medina-González, 2022).

Esta barrera se encuentra formada principalmente por **CS**, mismas que forman complejos de unión encargados de albergar a las células en dos compartimentos: uno basal, que mantiene espermatogonias y espermatozocitos primarios recién formados; y una adluminal, que aloja espermatozocitos primarios, secundarios y espermatidas en etapa de diferenciación (De Loera, 2015; Bathgate, 2022).

Parrish *et al.* (2017), mencionan que la **PE** se puede dividir en etapas o en ciclos, de los cuales se describen cuatro ciclos, basados principalmente en la morfología y formación del acrosoma, cada ciclo tiene una duración de 8.6 días, esto significaría que la espermatogénesis/espermioagénesis dura 34.4 días, mientras que la maduración dura 10.2 días, por lo que, un ciclo completo-(desde la proliferación de las espermatogonias hasta la eyaculación de células maduras) tiene una duración aproximada de 45 días (Figura 9).

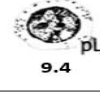
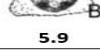
Transporte a través del epididimo: 10 días (45 días)								
Ciclo	4	 26.4	 27.6					
	3	 17.9 IP	 19.1 IP	 19.4 D	 20.4 M	 21.2		
	2	 9.4 pL	 10.6 Z	 10.9 Z	 11.9 eP	 eP	 mP	 mP
	1	 0 A	 A	 A	 3.4 A	 4.2 In	 5.9 B	 8.5 B
Etapa		I	II	III	IV	V	VI	VII
Días		0.9	1.2	0.3	1.0	0.8	1.7	1.6

Figura 9: Ciclo espermático del verraco. El ciclo comienza con A, Espermatogonias A; In, espermatogonias intermedias; B, espermatogonias tipo B; pL, espermatocito preleptoteno primario; Z, espermatocito cigoteno primario; eP, espermatocito paquiteno primario; mP, espermatocito paquiteno medio; IP, espermatocito paquiteno tardío; D, espermatocito diploteno primario; M, cuerpo meiótico. Posteriormente se encuentran las espermátidas, que se van elongando hasta formar el espermatozoide a los 35 días.

(Adaptado de Parrish et al., 2017).

3.13.1. La célula espermática.

El espermatozoide se compone de una cabeza en forma ovalada, un cuello que funciona como pieza de conexión y una cola o flagelo, que se divide en 3 porciones: pieza media, pieza principal y pieza terminal (**Figura 10**). Se encuentra rodeado por una membrana plasmática compuesta de glicoproteínas y lípidos, distribuidos según la zona (**García-Contreras, 2011; Trujillo-Ortega et al., 2017**).

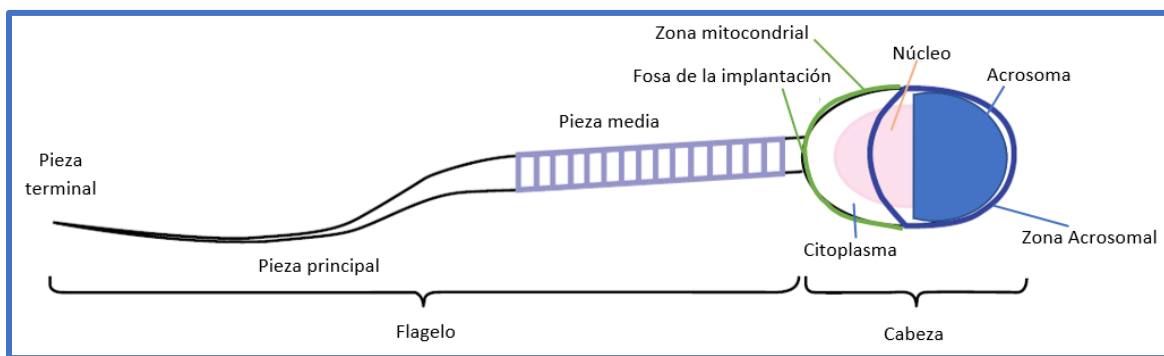


Figura 10: Estructura del espermatozoide.

(Adaptado de Bathgate, 2022).

La cabeza del espermatozoide está compuesta en la parte central por un núcleo, que surge de la condensación de la cromatina; y por una zona acrosomal en la punta, la cual abarca dos tercios de la cabeza y contiene enzimas como Acrosina, Hialuronidasa, Lisina, Hidrosinas y Esterasas. La cabeza se une al flagelo mediante la fosa de implantación, seguido por la zona mitocondrial, presente en la pieza media, que le suministra la energía necesaria al espermatozoide para moverse. Las mitocondrias rodean el axonema, microtúbulos que van de la pieza principal a la terminal encargados del movimiento (Bathgate, 2022).

3.14. Colecta de eyaculado.

El eyaculado, de manera rutinaria se recolecta en intervalos de cinco a siete días, está compuesto por espermatozoides y plasma seminal que procede del epidídimo y glándulas sexuales accesorias (Sebastián-Abad *et al.*, 2021).

La técnica de la mano enguantada es la más usada en el proceso de recolección seminal en porcinos, sin embargo, se considera que la recolección es uno de los puntos más críticos, pues el uso de guantes de látex puede resultar ser tóxico para los espermatozoides, de igual forma, el enfriamiento rápido podría causar alteraciones, e incluso ser el punto principal de contaminación bacteriana del eyaculado (López-Rodríguez *et al.*, 2017).

3.14.1. Fracciones del eyaculado.

Los eyaculados de verraco contienen tres fracciones que se identifican fácilmente según la secuencia de descarga y densidad. La primera fracción, denominada fracción pre-espermática (**FPE**), está compuesta principalmente por agua sin espermatozoides, sin embargo, contiene sustancias líticas que permiten mejorar condiciones ambientales a las que se someten los espermatozoides. La segunda fracción, denominada fracción rica (**FR**) en espermatozoides (aproximadamente 30-50 mL), es densa y contiene la mayoría de los espermatozoides (80% al 90%). La última fracción, conocida como fracción post-espermática o fracción pobre (**FP**), se caracteriza por una cantidad significativamente menor de espermatozoides y un predominio de las secreciones de las glándulas vesiculares, próstata y de glándulas bulbouretrales al final de la eyaculación (**Dziekońska et al., 2017; López-Rodríguez et al., 2017**).

3.15. Evaluación del eyaculado.

La evaluación del eyaculado se realiza con el objetivo de disminuir el efecto de la calidad seminal sobre los resultados de fertilidad y prolificidad. La calidad está relacionada con factores inherentes al macho (raza, edad, genética, salud), nutrición, sistema de obtención y almacenaje del eyaculado (**García-Contreras, 2011; Bernardino, 2021**).

El examen espermático, seminograma o espermiograma, consiste en la evaluación de las características macroscópicas (características físicas del eyaculado) y de las características microscópicas (características de las células espermáticas), mismas que permiten determinar los aspectos básicos de calidad del eyaculado (**Chan, 2019**).

De manera general, las características macroscópicas que se evalúan son: color (blanco-lechoso), olor (inodoro), volumen (50-500 mL) y pH (6.9-7.2), por lo que, la presencia de olores, cambio en la coloración o aumento del pH, se vuelven características no deseables de un eyaculado (**Espinosa, 2017; Ariagno y Mormandi, 2018; García, 2020**). Asimismo, las características seminales suelen

estar relacionadas entre ellas, y pueden cambiar según las condiciones del eyaculado, el tiempo que ha transcurrido desde su obtención, evaluación y utilización. Por su parte, el análisis microscópico del semen se basa en la evaluación de manera cuantitativa de la motilidad, aglutinación, concentración espermática y morfología de los espermatozoides (**Ariagno y Mormandi, 2018**). De manera más especializada, también permite evaluar la integridad de la membrana celular, del acrosoma y del ADN (**Velázquez, 2013**).

13.15.1. Motilidad.

La motilidad espermática, se relaciona con la capacidad de los espermatozoides de llegar al lugar de la fecundación, atravesando el tracto reproductivo femenino, y está relacionada con otros indicadores de calidad como capacidad fecundante y de desarrollo embrionario (**García-Contreras, 2011**). La motilidad se desarrolla durante la estancia de los espermatozoides en el epidídimo, en donde los cambios conformacionales de las células permiten adquirir al principio, un movimiento débil, circular no progresivo. Al llegar a la cola o flagelo del mismo, el espermatozoide muestra una cola rígida y recta con la que pueda moverse rápidamente y dirige linealmente el movimiento. A dicho movimiento se le denomina “motilidad progresiva” (**Brinsko et al., 2011**). Sin embargo, en los últimos años se han mejorado los protocolos utilizando sistemas automatizados de análisis espermático (**CASA**), los cuales arrojan información tan precisa como lo es la velocidad individual, morfología de los espermatozoides, amplitud del movimiento, así como tipo de movimiento (**Amann y Waberski, 2014**).

13.15.2. Motilidad mediante sistemas CASA.

El **CASA** se considera el estándar en la evaluación de la motilidad, ya que los parámetros de motilidad derivados del **CASA** incluyen no solo la motilidad total (**Mot T**), sino un conteo más preciso de motilidad progresiva (**Mot P**), no progresiva (**Mot NP**), y los tipos de progresividad. Además, este sistema proporciona datos verificables, gracias a las imágenes de video previamente analizadas (**Belála et al., 2024**).

Estos sistemas cuentan con módulos que permiten evaluar diferentes características de los espermatozoides, sin embargo, el más importante es el módulo de motilidad, el cual refleja una serie de medidas derivadas del análisis del desplazamiento de la cabeza del espermatozoide a través del tiempo (**Figura 11**). El proceso de captura inicial de la imagen proporciona un punto central en la cabeza para cada espermatozoide y con cada captura realiza un análisis del movimiento de este punto central en cada captura. De este modo el sistema **CASA** nos puede dar una evaluación del desplazamiento real del espermatozoide (**Valverde y Madrigal-Valverde, 2018**).

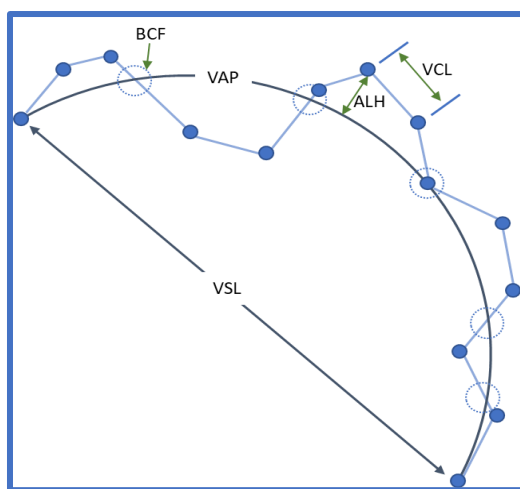


Figura 11: Esquema de movimientos principales de un espermatozoide analizados por el sistema **CASA**. Donde: **BCF**: frecuencia de cruzamientos, **VAP**: velocidad de trayectoria media, **ALH**: amplitud del desplazamiento lateral de la cabeza, **VCL**: velocidad curvilínea, **VSL**: velocidad de línea recta.

(Adaptado de Valverde y Madrigal-Valverde, 2018).

13.15.3. Concentración de células espermáticas.

Por su parte, la determinación de la concentración espermática permite precisar la cantidad de células espermáticas por mililitro de eyaculado, reflejando la capacidad de producción gonadal del macho. Dicha evaluación es parte del análisis básico necesario para la valoración de un eyaculado (**García-Contreras, 2011; Trujillo-Ortega et al. 2017**).

13.15.4. Morfoanormalidades.

La morfología de los espermatozoides es una de las características que permite estimar la viabilidad seminal, ya que se encuentra estrechamente relacionada con la motilidad espermática de manera directa, debido a que existe una correlación entre defectos espermáticos e infertilidad, por esta razón, solo se permite un 25% de anomalías totales en una muestra seminal (**García, 2020**).

Dichas anomalías de acuerdo con su origen se dividen en dos grupos: primarias, que ocurren a nivel testicular formando defectos en la forma de la cabeza y el flagelo; y secundarias, que se presentan en el proceso de maduración en epidídimo, generando múltiples cabezas, flagelo enroscado y gotas citoplasmáticas (**Espinosa, 2017; Estrada, 2008**). Se han identificado varias anomalías en los espermatozoides que pueden afectar negativamente la fertilidad (**Figura 12**).

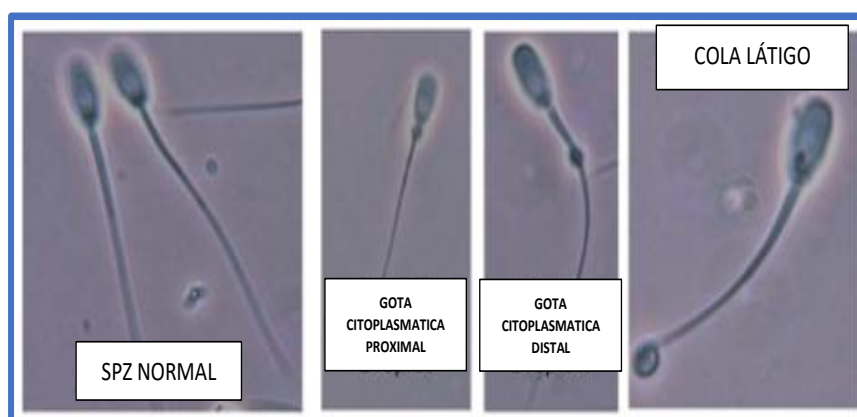


Figura 12: Morfoanormalidades del espermatozoide. A, espermatozoide normal. B, Gota citoplasmática proximal (GP). C, gota citoplasmática dista (GD). D, reflejo distal de la pieza intermedia. E, cola látigo (CoL).

(**Stewart y Knox, 2020**).

13.15.5. Fragmentación de ADN espermático.

La evaluación del estado del **ADN** espermático puede facilitar el diagnóstico de posibles fallos reproductivos relacionados con el semental, es frecuente que se presente cierto grado de fragmentación de **ADN** espermático (5%), el cual está considerado como normal en función de la capacidad que tiene la célula de restablecer aquellos fragmentos de **ADN** que se desprenden durante la síntesis del

mismo, sin embargo, estados patológicos, golpes de calor, así como factores asociados a la edad, pueden incrementar estas lesiones. Por lo que, valores inferiores al 15% de IF no se relacionan con algún efecto significativo de la capacidad reproductiva del verraco, sin embargo, aquellos animales que muestran IF entre el 15 y 20% son individuos relacionados con claros problemas de fertilidad (**García-Contreras, 2011**).

13.15.6. Reacción acrosomal.

La reacción acrosomal (**RA**) se lleva de manera natural en la unión del espermatozoide con el ovocito, pues desencadena la liberación de enzimas que le permiten exponer la membrana acrosomal interna permitiendo la penetración del espermatozoide a la zona pelúcida del ovocito (**Cardona-Maya y Cadavid, 2005**). Evaluar que exista un correcto desarrollo acrosomal, entonces, resulta de suma importancia para evaluar la capacidad fertilizante del espermatozoide (**García-Contreras, 2012**).

13.16. Metodologías para la preservación de germoplasma.

Los bancos de recursos genéticos se crearon para preservar el material genético de individuos considerados tanto en peligro de extinción, así como ejemplares raros, valiosos o razas que representen características genéticamente relevantes incluido el humano. Y con ello, facilitar el intercambio genético, y los avances en la selección genética de poblaciones pequeñas, núcleos y rebaños multiplicadores, así como material genético de muchas razas o especies locales, lo cual permitiría su crioconservación. Es por ello, que la crioconservación de células: espermáticas, ovocitos, o embriones es una herramienta biotecnológica crucial para potencializar su preservación y posterior utilización (**Caamaño et al., 2021; Vozaf et al., 2022**).

El éxito en el establecimiento de un protocolo ideal para la crioconservación, debe enfocarse en procesos más económicos, sencillos y rápidos para aumentar el potencial de uso de esta biotecnología, particularmente en el caso de células espermáticas de la especie porcina, la cual presenta dificultades en su proceso de crioconservación debido a las propiedades fisicoquímicas propias de la célula, ya

que, existe una alta variabilidad individual entre sementales y los eyaculados, lo cual lleva a clasificarlos como machos congeladores o no congeladores, así como eyaculados de buena congelabilidad (**BC**) o mala congelabilidad (**MC**) (**Prieto-Martínez et al., 2017; Monteiro et al., 2022**).

De manera general, el procedimiento de crioconservación consiste en la toma del eyaculado en su **FR** y la eliminación de todo el plasma seminal (**PS**) presente, ya que este ha mostrado ser perjudicial al realizar procesos de fecundación *in vitro*; las características que provee el plasma seminal a los espermatozoides, no son sustituidas por el uso de crioprotectores, sin embargo su función es proveer un medio estable para el mantenimiento de la viabilidad y protección celular al momento de descender la temperatura para su congelamiento. Estos procesos de congelamiento se realizan de dos maneras, la primera mediante procedimiento manuales de descenso de temperatura (técnica tradicional), pero que presenta limitantes en cuanto a tiempos y curvas de congelamiento; por otro lado, existe la congelación automática, la cual se caracteriza por tener curvas de congelamiento más estables, permitiendo así que las células se adapten de mejor manera al congelamiento (**Yáñez-Ortiz et al., 2021**).

A pesar de esto, aún no ha sido posible estandarizar un proceso de congelación y descongelación que evite una criolesión o daño bioquímico y estructural, que se presenta en las células espermáticas (acrosoma, núcleo, mitocondrias, axonema y membrana plasmática) producidos por los cambios de temperatura, estrés osmótico, entre otras variables como, cambios en la composición de solutos, cambio de fase de agua intracelular y extracelular (formación de cristales de hielo), que causan estrés oxidativo y disminución de la motilidad e integridad del ADN y por lo tanto de su viabilidad. La supervivencia celular después de la crioconservación no solo implica criolesiones durante la congelación, sino también durante los procesos de descongelación, por lo que, las investigaciones para optimizar la crioconservación de los espermatozoides porcinos han aumentado con el fin de mejorar el rendimiento reproductivo, además de que son una herramienta eficaz en

procesos de conservación de recursos zoogenéticos biodiversos (**Yeste, 2016; Caamaño et al., 2021; Vozaf et al., 2022**).

En el caso concreto de la mayoría de las razas autóctonas, la crioconservación presenta mayores desafíos debido al desconocimiento de las características fisiológicas reproductivas propias de estas razas, lo cual dificulta aún más su conservación y amenaza la viabilidad de los bancos de germoplasma (**Ávila-Portillo et al., 2006; Caamaño et al., 2021**).

Hasta el día de hoy todos los esfuerzos en investigación se han dirigido hacia la optimización de los diferentes protocolos de crioconservación e inseminación artificial (IA), la preparación de las células espermáticas, modificación de extensores y crioprotectores, así como a la identificación de marcadores de congelabilidad en las diversas especies, obteniendo rendimientos razonables (**Yeste, 2016**).

13.17. Alteraciones durante la congelabilidad.

Para la crioconservación se deben considerar diferentes factores que afectan la viabilidad celular durante los protocolos de congelación-descongelación, en el caso de las células espermáticas de cerdo, debido a la estructura específica de su membrana celular, ya que, están formadas por una capa que contiene un elevado número de ácidos grasos poliinsaturados y bajos niveles de colesterol, haciendo que no se distribuya de manera homogénea a lo largo de ambas capas, además de presentar un contenido más bajo de lecitina que otras especies, volviéndola una membrana menos fluida. Estas características vuelven a los espermatozoides porcinos más propensos a sufrir un choque térmico, principalmente entre los 5 y 22°C (**Pezo et al., 2018; Huang et al., 2019; Bosch et al., 2020**).

Además de los factores que tienen que ver con la estructura celular también existen aquellos que tienen que ver con el proceso de congelamiento, principalmente durante la solidificación del agua en hielo, ya que esta implica alteraciones en la capacidad que tiene el agua para mantener un equilibrio entre los solutos y los solventes, transformándose en un ambiente hiperosmótico (**Ribeiro et al., 2022**). Por lo que, uno de los desafíos cruciales para las células criopreservadas, es el

criodañó generado entre los -15 y -60 °C, ya que, a los -5 °C las células y el medio extracelular se mantienen descongelados y superenfriados, pero entre -5 y -15 °C, se comienzan a formar los cristales de hielo en el contenido extracelular, mas no en el intracelular. Al encontrarse la célula en un medio hiperosmótico, el agua comienza a fluir fuera de la célula y se congela posteriormente, siendo que la velocidad de enfriamiento se vuelve crucial, es decir, si el descenso de temperatura es muy bajo, la mayor parte del agua saldrá de la célula, deshidratándola y contrayendo el volumen de los orgánulos y membranas, mientras que si la velocidad es demasiado rápida, el agua no saldrá de la célula, provocando un congelamiento intracelular formado cristales de hielo en el citoplasma (Yeste, 2016; Jovičić *et al.*, 2020; Wang *et al.*, 2024).

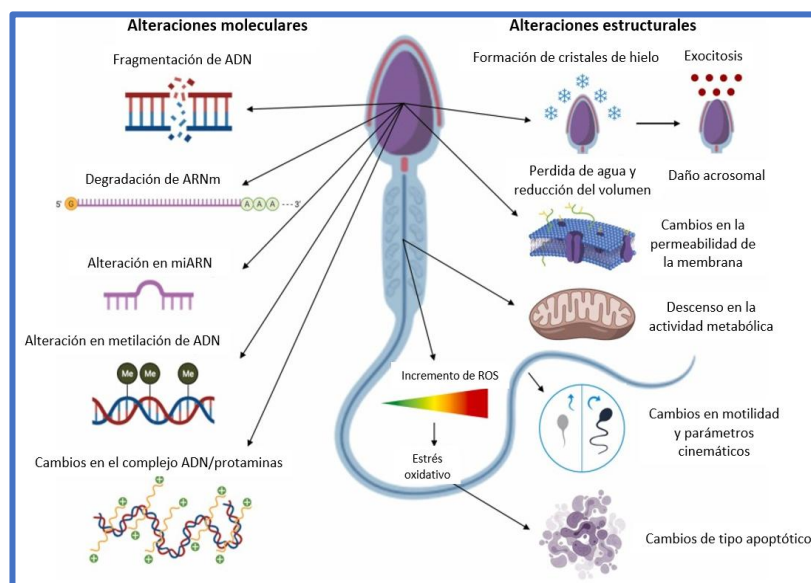


Figura 13: Principales alteraciones y modificaciones en las estructuras del espermatozoide durante la crioconservación. (Yáñez-Ortiz *et al.*, 2021).

Estos factores, tanto en estructura de la célula como en el procedimiento de congelación, generan daños irreversibles en la célula espermática. Estas alteraciones son causadas por los procesos de congelación y descongelación (Figura 13), las cuales son responsables de la disminución de la viabilidad de al menos el 50% de las células espermáticas (Yáñez-Ortiz *et al.*, 2021).

13.18. Uso de crioprotectores.

El proceso de criopreservación de espermatozoides porcinos supone la implementación de metodologías que alteran los parámetros fisicoquímicos de las células, induciendo lesiones (criodañó) a nivel de las membranas plasmáticas, mitocondrias, acrosoma, entre otros componentes estructurales que afectan la fisiología normal de los espermatozoides (Pinzón y Herrera, 2022).

Por ello, el uso de crioprotectores (CPA) es un principio básico para la preservación de las células, ya que se fundamenta en la disminución del metabolismo celular, manteniendo un medio estable que permita a los espermatozoides conservar su integridad funcional durante largos periodos. De manera general, los agentes crioprotectores están compuestos por un tampón, fuentes crioprotectoras, una fuente de energía (azúcares) y otros aditivos como antibióticos, vitaminas y antioxidantes (Yáñez-Ortiz *et al.*, 2021).

La diversidad de fuentes crioprotectoras es amplia, los agentes crioprotectores clasificados como de “baja toxicidad celular”, tienen la finalidad de reducir los daños en las membranas durante el proceso de congelación, los cuales de acuerdo con su capacidad para difundirse a través de la membrana citoplasmática celular se pueden clasificar en dos grupos principales: **Crioprotectores no permeables (CPA NP)**, y **Crioprotectores permeables (CPA P)** (Domínguez-Rebolledo *et al.*, 2023).

Los llamados **crioprotectores no permeables**, tienen un gran peso molecular, por lo que, no pueden ingresar a la célula, pero se encargan de mantener un medio extracelular estable, esta estabilidad se da por la interacción entre el crioprotector y los componentes de la membrana plasmática celular. Dentro de los **CPA NP** podemos encontrar azúcares como es el caso de la Glucosa, Fructosa, Lactosa y Trehalosa (los cuales también funcionan como fuente de energía), aminoácidos, varias proteínas, lipoproteínas y otras macromoléculas como metilcelulosa, alcohol polivinílico y polivinilpirrolidona (Simonik *et al.*, 2022; Domínguez-Rebolledo *et al.*, 2023; Chang *et al.*, 2025).

De manera general, la yema de huevo juega un papel fundamental en la crioconservación, ya que estas permiten mantener la integridad de las membranas celulares, reducir el estrés por frío y proporcionar nutrientes a las células. Estas características hacen que la yema de huevo sea una de las más utilizadas, ya que contiene una elevada cantidad de Lipoproteínas de baja densidad (**LDL**), las cuales tienen acción extracelular, formando una capa alrededor de la célula, lo que evita la formación de cristales de hielo (**Pezo et al., 2018; Yáñez-Ortiz et al., 2021**).

Por otra parte, los **crioprotectores permeables** tienen un bajo peso molecular, lo que les permite cruzar la membrana plasmática. Dentro de estos compuestos se pueden utilizar alcoholes, como es el caso del glicerol, el cual se encarga de generar un proceso osmótico entre la célula y el ambiente extracelular, evitando la pérdida excesiva de agua de la célula, volviéndolo el crioprotector de uso común en protocolos de congelamiento; otros autores reportan el uso de etilenglicol (**Pezo et al., 2018; Farhad Vafaei et al., 2019**).

Del mismo modo, se ha reportado otro grupo de **CPA P**, que comprende un grupo de amidas (Dimetilacetamida, Metilformamida y Dimetilformamida), las cuales tienen un menor peso molecular en comparación con los alcoholes, generando un menor daño osmótico, no obstante, la toxicidad y efectividad de este grupo depende, principalmente, de su variabilidad entre especies, debido a la resiliencia espermática (**Yáñez-Ortiz et al., 2021**).

El Dimetilsulfóxido (**DMSO**), resulta ser otra alternativa, ya que también es un agente de bajo peso molecular, que ha sido utilizado principalmente en la crioconservación de células y tejidos, sin embargo, en los últimos años se ha ido descubriendo su potencial para mejorar la criopreservación del semen animal, demostrando también que puede tener un efecto agonista al combinarse con glicerol, reduciendo el daño generado en semen descongelado (**Razul et al., 2007; Fu et al., 2023**).

Es por ello, que el uso de crioprotectores es fundamental, pues proporcionan las condiciones necesarias de energía, pH, osmolalidad y fuerza iónica, para que las células espermáticas soporten el descenso de temperatura y así se minimicen las variaciones físicas que conducen al daño estructural y muerte celular, sin embargo, los **CPA P** también pueden inducir a una toxicidad en la célula (**citotoxicidad**), que resulta, en principio de las características citotóxicas de cada crioprotector y también de una distribución poco uniforme a través de la membrana celular, generando daños importantes para los espermatozoides, volviendo importante el estudio de los diferentes compuestos (**Pezo et al., 2018; Farhad Vafaei et al., 2019; Yáñez-Ortiz et al., 2021**).

4. METODOLOGÍA

La presente investigación se llevó a cabo en una Unidad de Producción Porcina de Baja Densidad (**UPPBD**), ubicada en la región geográfica del Valle del Mezquital, la cual se encuentra ubicada en la zona occidental del estado de Hidalgo. Esta cuenta con una climatología mayormente templado-frío, y una temperatura media anual de 16°C, con un periodo de lluvias en los meses de mayo a septiembre.

La unidad de producción porcina, con un sistema de producción de ciclo completo con manejo en semiconfinamiento, en la cual se realiza la crianza de la raza porcina criolla **Ts'ūdi Xirgo** (Nativa del Valle del Mezquital), la cual pertenece a programa de conservación de recursos zoogenéticos.

4.1. Diseño de la investigación.

Para cumplir con los objetivos planteados para esta investigación se procedió a desarrollar dos etapas de experimentación, mismas que se describen a continuación (**Figura 14**).

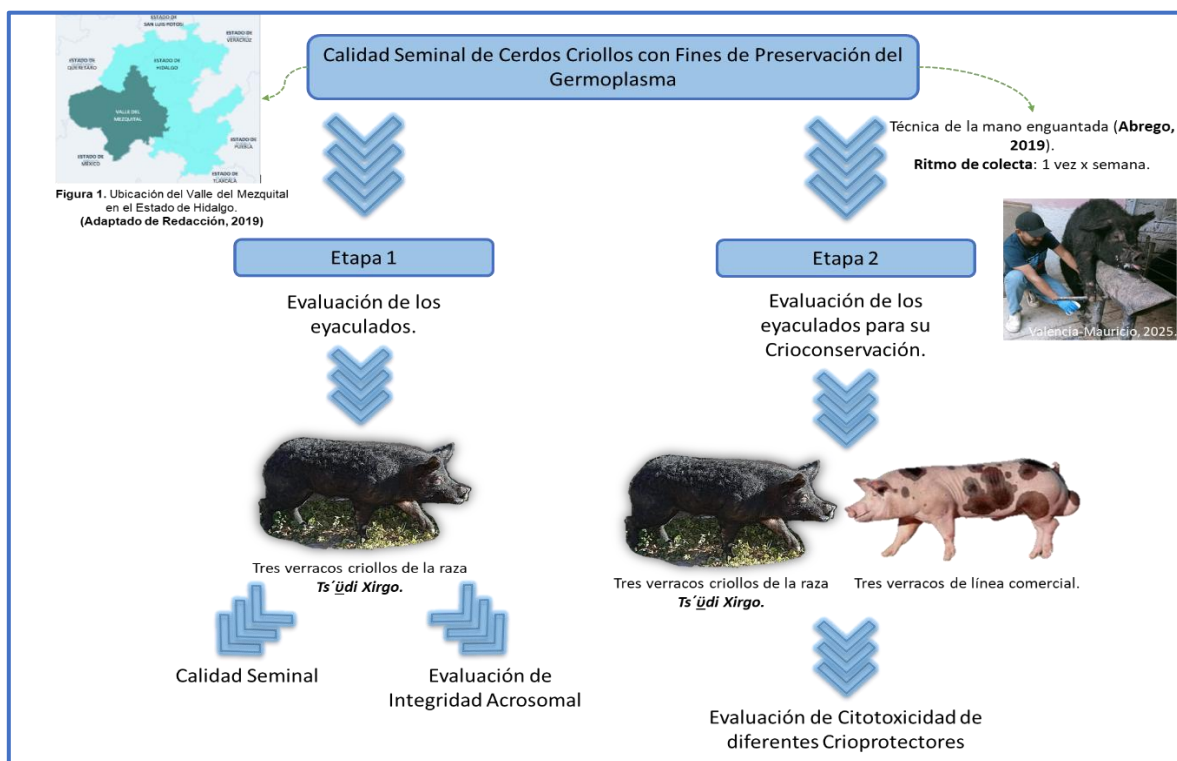


Figura 14: Esquema general de la investigación (Elaborado por Medina-González, 2025).

La evaluación de los sementales se dividió en dos etapas:

Etapa 1: Esta etapa duró 15 semanas, tiempo durante el cual los verracos fueron incluidos a un programa de extracción en maniquí, en esta etapa se utilizó la técnica de extracción de eyaculados completos (**FC**), con los cuales se logró realizar análisis de espermiograma básico y la implementación de una técnica especializada (Integridad Acrosomal) para la determinación de la calidad seminal de cerdos criollos.

Etapa 2: Esta etapa duró 5 semanas, tiempo durante el cual se implementaron los protocolos de adaptación a la crioconservación para la preservación de los eyaculados de cerdos criollos.

Ambas etapas fueron desarrolladas en la Unidad de Producción Porcina **Ts'üdi Xirgo**, en el Laboratorio de Imagenología Zootécnica y Gestión Ambiental de la Universidad Autónoma Metropolitana Unidad Xochimilco, así como en el Laboratorio Acuático-Pecuario perteneciente al Centro Nacional de Recursos Genéticos (**CNRG**) del INIFAP, en Tepatitlán, Jalisco.

4.1.1. Animales.

La **UPPBD**, cuenta con un área de sementales, de los cuales se eligieron tres verracos, una vez seleccionados, se procedió a establecer los protocolos de colecta de semen con un programa de trabajo semanal.

Para cumplir con los objetivos establecidos, las diferentes etapas se distribuyeron de la siguiente manera:

Etapa 1: Se utilizaron tres sementales criollos de la raza **Ts'üdi Xirgo**, en fase reproductiva, los cuales tenían un peso promedio 120 Kg. Se programó la colecta de los eyaculados semanalmente, y el periodo de evaluación incluyó 15 semanas.

Etapa 2: Para evaluar los protocolos de crioconservación antes del congelamiento, se utilizaron seis crioprotectores permeables y un testigo, los cuales se aplicaron a los eyaculados obtenidos de tres sementales criollos de la raza **Ts'üdi Xirgo** y a

tres eyaculados de verracos de razas comerciales, dicha etapa tuvo una duración de cinco semanas.

4.1.2. Tiempo de adaptación.

Los sementales tuvieron un tiempo de adaptación y entrenamiento para la colecta de los eyaculados por un periodo de cuatro semanas, dicha adaptación consistió en el entrenamiento de los sementales, el cual se realizó utilizando un potro o maniquí de colecta seminal. Para la elección de los sementales se tomaron en cuenta los criterios de comportamiento descritos por **De Loera (2016)**, para la identificación de aquellos verracos que presentaban un comportamiento apto para la colecta.

4.1.3. Alojamiento.

Los sementales estuvieron alojados en jaulas individuales, donde se evaluaba su comportamiento, en cuanto a su alimentación, las dietas se suministraban una vez al día, las cuales consistían en una dieta balanceada para machos reproductores con un aporte de 13% de proteína y 3150 Kcal de energía metabolizable.

4.1.4. Colecta seminal.

Tanto para el entrenamiento como para la dinámica de colectas de eyaculado se implementó la técnica de la mano enguantada (**Abrego, 2019**) (**Figura 15**). Conforme a lo descrito por **García-Contreras (2010)**, se estableció un ritmo de colecta de una vez por semana.



Figura 15: Colecta Seminal utilizando la técnica de la mano enguantada.

(Tomada por **Valencia-Mauricio, 2025**).

4.2. Etapa 1. Evaluación de los eyaculados.

4.2.1. Calidad seminal.

Se colectaron los eyaculados completos (sin fraccionar) de tres sementales, utilizando un termo de colecta, el cual contenía un vaso desechable cubierto con una bolsa estéril y un filtro, que al momento de la colecta permitía el paso del eyaculado y la separación de la porción gelatinosa (tapioca), además de evitar la contaminación con otras partículas. Una vez colectada la **FC**, este se mantuvo en un termo a una temperatura de 37°C, hasta su evaluación en el laboratorio.

Se realizó la evaluación del espermiograma básico, tomando en cuenta la metodología planteada por **García-Contreras, 2010** y **Vargas-Murillo, 2014**. La evaluación de la calidad seminal consistió en una valoración macroscópica (volumen y color) y una microscópica (motilidad: motilidad masal (**Mot M**) y motilidad individual (**Mot I**); grado de aglutinación, concentración espermática (**Spz/mL**); y morfoanormalidades (%) (**Vargas-Murillo, 2014; Del Valle, 2017**) (**Figura 16**).

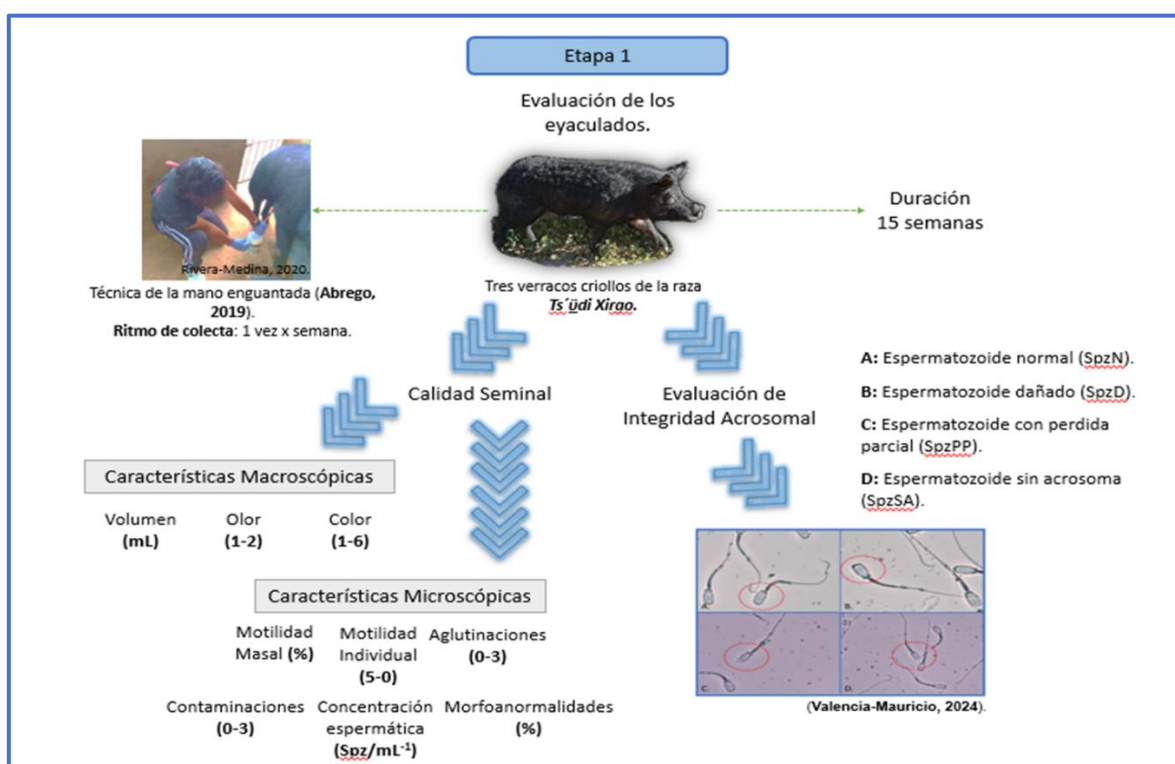


Figura 16: Esquema de trabajo para la Etapa 1 (Elaborado por Medina-González, 2025).

4.2.1.1. Valoración macroscópica.

Se evaluaron las características macroscópicas de cada eyaculado tomando en cuenta dos variables principales.

a. Volumen:

El volumen del eyaculado se expresa en gramos (**gr**). Para obtener el volumen del semen sin fraccionar se pesó la **FC** con una báscula analítica KERN ABS-N (Kern & Sohn, Alemania).

b. Color:

La clasificación de color se realizó según lo descrito por **Espinoza (2017)** y **Trujillo-Ortega et al. (2017)** de la siguiente manera:

- | | |
|-------------------------|--|
| 1. Blanco transparente. | 1. Marrón-Rojo (Presencia de sangre). |
| 2. Blanco lechoso. | 2. Verde/metálico (contaminación por tapioca). |
| 3. Blanco cremoso. | 3. Amarillo (contaminación por orina). |

4.3.1.2. Valoraciones microscópicas.

En el caso de las variables microscópicas, estas están más relacionadas con indicadores de calidad seminal, por lo que se evaluaron:

A. Motilidad:

Para la evaluación de la motilidad masal, se atempero un portaobjetos y un cubreobjetos a 37°C, en una termoplatina, posteriormente se colocó una gota de semen en el portaobjetos y se observó en un microscopio Olympus CX31 (OLYMPUS Corporation, Tokio, Japón) utilizando un objetivo de 10x. expresando el resultado en porcentaje (%). En el caso de la motilidad individual, se observó al microscopio con un objetivo de 40x. para su evaluación se utilizó la clasificación descrita por **García-Contreras (2010)**, donde:

- **5** = Movimiento progresivo vigoroso muy rápido.
- **4** = Movimiento rápido y progresivo.
- **3** = Movimiento progresivo lento y sinuoso.
- **2** = Movimiento anormal, algunos progresivos.

- **1** = Pocos espermatozoides móviles, con movimiento progresivo, o girando sobre sí mismos.
- **0** = Movimiento inexistentes, espermatozoides inmóviles (necropermia).

c. Aglutinaciones y Contaminación:

La evaluación de aglutinaciones y contaminación se hizo de la misma forma para ambos casos, utilizando una gota de semen, siguiendo el procedimiento antes mencionado para evaluación de motilidad individual, utilizando un objetivo 40X, las aglutinaciones y contaminación presentes en el campo se clasifico siguiendo la escala de descrita por **Trujillo-Ortega et al. (2017)**.

- **No se observa.**
- **Baja (+):** menos del 25% del campo la presenta.
- **Moderada (++):** cerca del 50% del campo la presenta.
- **Severa (+++):** más del 50% del campo la presenta.

d. Concentración espermática:

Para evaluar la concentración espermática de cada eyaculado se utilizó un fotómetro iMV Micro Reader I (IMV Technologies Group, SAINT-OUEN-SUR-ITON, L'Aigle, Francia), con un filtro de 580 nm, adaptando las técnicas manuales planteadas por **Gómez-Pérez, (2007) y Chanda et al. (2019)**. Para ello, se mezcló dentro de una celda plástica especial (cuvette), una muestra de 100 µl de **FC**, semen sin fraccionar (**SSF**) y, otra más de **SF**, además de una muestra de 100 µl de **FR** con 2400µl de un diluyente de almacenamiento de larga duración (**HDT1**), teniendo como muestra final una mezcla 1:25, dicha concentración final se obtuvo utilizando una micropipeta calibrada previamente. A continuación, se homogeneizó por un periodo de 30 segundos para su lectura.

Para la lectura, como primer paso se procedió a calibrar el equipo (fotómetro iMV Micro Reader I) a 0.000 ABS, para ello se colocó, un cuvette con 2500 µl de **HDT1**, posteriormente dio lectura a las muestras previamente homogeneizadas en cada cuvette (FC, SSF, SF y FR), registrando el espectro de luz detectado para realizar

el cálculo de concentración espermática por mililitro (**Spz/mL⁻¹**), según la curva de calibración preestablecida por el equipo. Expresado los valores obtenidos en millones por mililitro.

Para la concentración espermática total (**Spz eyaculado⁻¹**), se utilizó la ecuación:

$$\text{Spz eyaculado}^{-1} = \text{Spz mL}^{-1} \times (\text{FR} + \text{FP})$$

e. Morfoanormalidades:

Para realizar la identificación y conteo de morfoanormalidades se siguió lo planteado por **García-Contreras (2010)**, tomando una muestra de 20 µL de **FC o FR** y se colocó sobre un portaobjetos, añadiendo una gota de 20 µL de tinción Wright. Ambas gotas se homogenizaron y se realizó un frotis extendiéndolas de manera horizontal, una vez realizado el frotis se dejó secar a temperatura ambiente.

Todas las muestras se evaluaron por triplicado, contando un total de 200 células por frotis en un microscopio de campo claro con un objetivo 100X. Se tomaron en cuenta morfoanormalidades: colas látigo (**CoL**), así como gotas citoplasmáticas distales (**GD**) y proximales (**GP**), de acuerdo con lo descrito por **Stewart y Knox, 2020 (Figura 17)**. Los resultados se expresan en porcentaje (%).

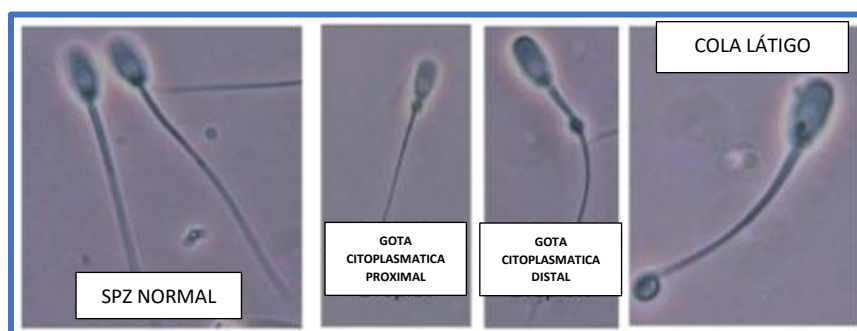


Figura 17: Morfoanormalidades del espermatozoide. A, espermatozoide normal; B, Gota citoplasmática proximal; C, gota citoplasmática distal; D, cola látigo.

(Stewart y Knox, 2020).

4.3.1.3. Evaluación de la Integridad Acrosomal (InA).

Para la evaluación de la **InA** se implementó la metodología descrita por **Herrera-Barragán, (2000)** y **García-Contreras, (2010)**. Para ello, se tomó una muestra de 10 µl de la **FC** o **FR**, la cual se colocó en un portaobjetos para realizar un frotis, se dejó secar, para posteriormente sumergirla en etanol al 100% durante 30 min. A continuación, se dejaron secar y se realizó la lectura en un microscopio Olympus® CX31 (OLYMPUS CORPORATION, Tokio, Japón), con un objetivo de 40 X, realizando un conteo de 100 células por frotis para evaluar las características de integridad acrosomal en campo claro (**Figura 18**), adaptando la clasificación propuesta por **Cardona et al., 2006** y **Lenis et al., 2014** en función de la integridad donde:

- a) **Espermatozoide normal (SpzN)**: Se observa el espermatozoide intacto y el borde es continuo y liso.
- b) **Espermatozoide dañado (SpzD)**: el acrosoma no tiene morfología normal, presenta daño en la cabeza.
- c) **Espermatozoide con pérdida parcial (SpzPP)**: el acrosoma comienza a perderse, tiene apariencia dentada y el borde es discontinuo.
- d) **Espermatozoide sin acrosoma (SpzSA)**: Hay pérdida de la tinción, y se observa solo la línea ecuatorial de la cabeza del espermatozoide.

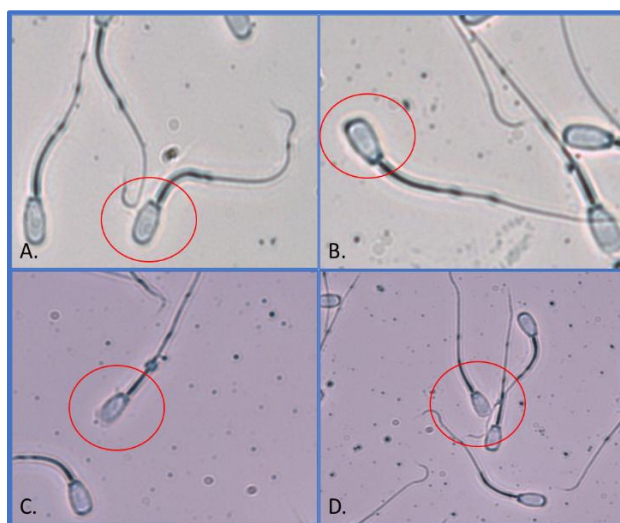


Figura 18: Integridad acrosomal. A, Espermatozoide normal (SpzN); B, Espermatozoide dañado (SpzD); C, Espermatozoide con pérdida parcial (SpzPP); D, Espermatozoide sin acrosoma (SpzSA). (Valencia-Mauricio, 2024).

4.4. Etapa 2. Evaluación de los eyaculados para su crioconservación.

La evaluación de los espermatozoides antes del proceso de crioconservación comprendió la evaluación de la capacidad de resistencia celular al periodo de adaptación, analizando la citotoxicidad de diferentes crioprotectores y su efecto en las células espermáticas. Para ello, se utilizó **SF**, el cual se colectó utilizando dos termos de colecta: una para la **FR** y otro para la **FP**, preparados como se describió previamente y manteniendo una temperatura de 37°C durante toda la recolecta y almacenamiento hasta su respectiva evaluación. En la **Figura 19**, se muestra el esquema de las actividades que conforman esta etapa de evaluación.

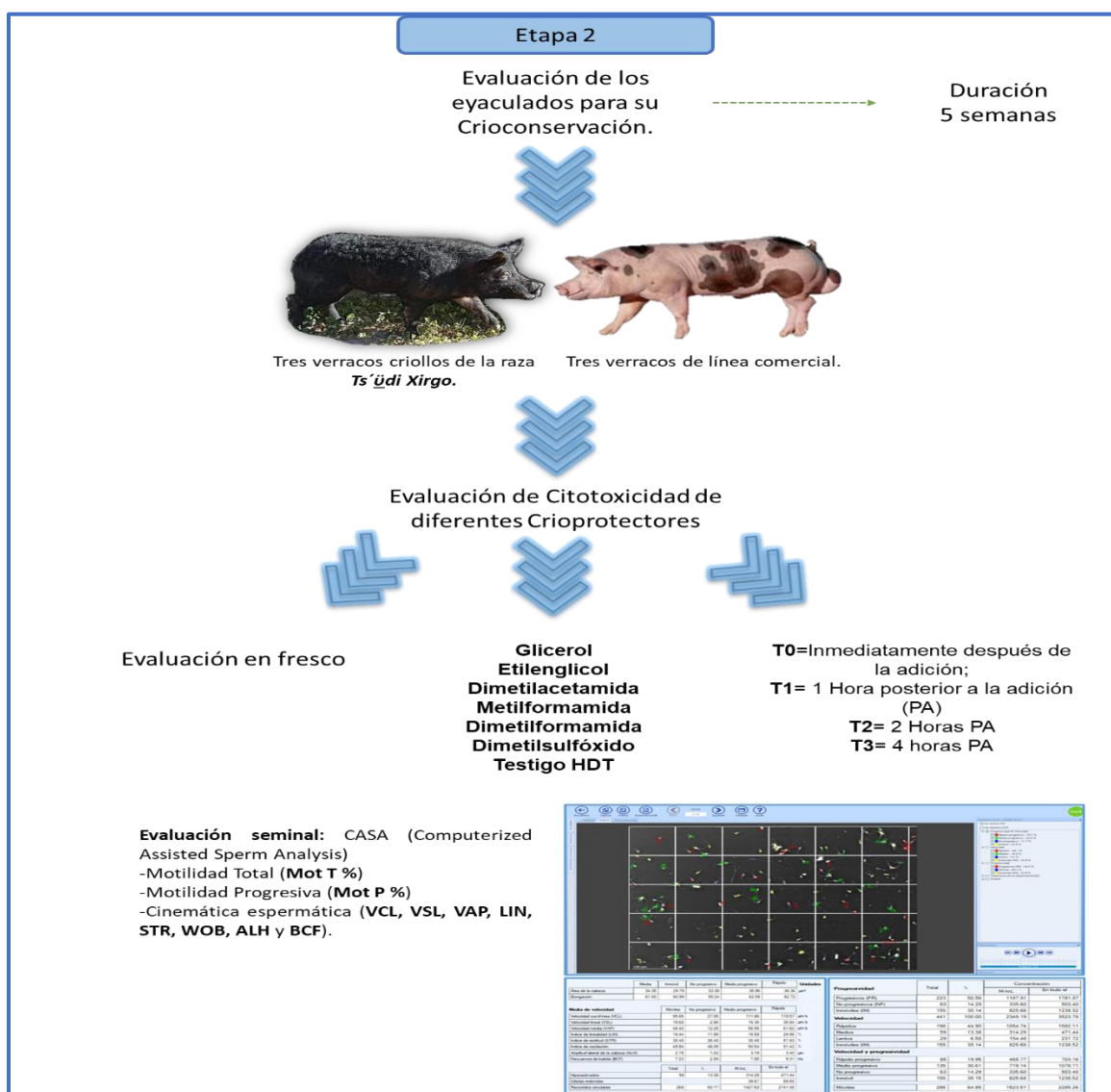


Figura 19: Esquema de trabajo de la Etapa 2 para la Evaluación de los eyaculados para su crioconservación (Elaborado por **Medina-González, 2025**).

4.4.1. Evaluación seminal en fresco.

Se procedió a la colecta seminal utilizando dos termos que contenían un vaso desechable recubierto con una bolsa plástica nueva, cubierto con un filtro para separar la tapioca del contenido líquido y evitar contaminaciones y manteniendo una temperatura de 37°C, obtenido un eyaculado fraccionado, el cual se almaceno hasta su procesamiento, lo cual permitió que la **FR** y la **FP** fueran colectadas por separado. Una vez colectada la **FR** se realizó la su evaluación para identificar los valores más objetivos de motilidad y cinemática espermática, dada por la movilidad y calidad espermática (**Barquero et al., 2021**), antes del proceso de congelamiento, para ello se utilizó un sistema **CASA** (**AndroScope, sistema CASA portátil**: Minitüb GmbH Hauptstraße, Tiefenbach, Alemania).

La motilidad y la cinemática espermática evaluada consideró los parámetros de calidad seminal que se observan en el **Cuadro 2** (**Suarez-Mesa et al., 2021**).

Cuadro 2: Parámetros establecidos de cinemática espermática en sistema **CASA**.

Parámetro	Unidad	Descripción
Trayectoria media de velocidad (VAP)	μm/s	Velocidad media de la trayectoria suavizada de la cabeza del espermatozoide
Velocidad de línea recta (VSL)	μm/s	Velocidad media medida en línea recta desde el principio hasta el final de una pista
Velocidad curvilínea (VCL)	μm/s	Velocidad promedio medida sobre la pista real punto a punto seguida por el espermatozoide
Rectitud (STR)	%	Relación VSL/VAP, mide la densidad de movimiento
Oscilación (WOB)	%	Relación VCL/VAP, mide la oscilación de los espermatozoides
Linealidad (LIN)	%	Relación VSL/VCL, mide la dirección
Amplitud de cabeza lateral (ALH)	micras	Amplitud de giro del desplazamiento lateral de la cabeza con respecto a una pieza intermedia
Frecuencia de cruce de batidas (BCF)	Hz	Frecuencia con la que la trayectoria curvilínea cruza la lineal en función del tiempo

Fuente: **Suarez-Mesa et al., 2021**.

4.4.2. Evaluación de la citotoxicidad de diferentes crioprotectores.

Para realizar la evaluación seminal y definir un protocolo de criopreservación para los eyaculados de los sementales de la raza **Ts'üdi Xirgo** (Figura 20), se realizó una prueba en la cual se utilizaron seis diferentes crioprotectores permeables: Glicerol (**GLI**), Etilenglicol (**EG**), Dimetil-Acetamida (**DMA**), Metil-Formamida (**MF**), Dimetil-Formamida (**DMF**) y Dimetil-Sulfóxido (**DMSO**), además de un testigo (**HDT2**), el cual es un diluyente crioprotector de primer paso sin la adición de crioprotectores permeables. La citotoxicidad de los crioprotectores se evaluó según la motilidad y calidad espermática, durante la etapa de adaptación precongelamiento a diferentes tiempos (**T0: 0 horas, T1: 1 hora, T2: 2 horas y T4: 4 horas**), dicha evaluación se realizó tanto en cerdos criollos de la raza **Ts'üdi Xirgo** como en cerdos híbridos comerciales.

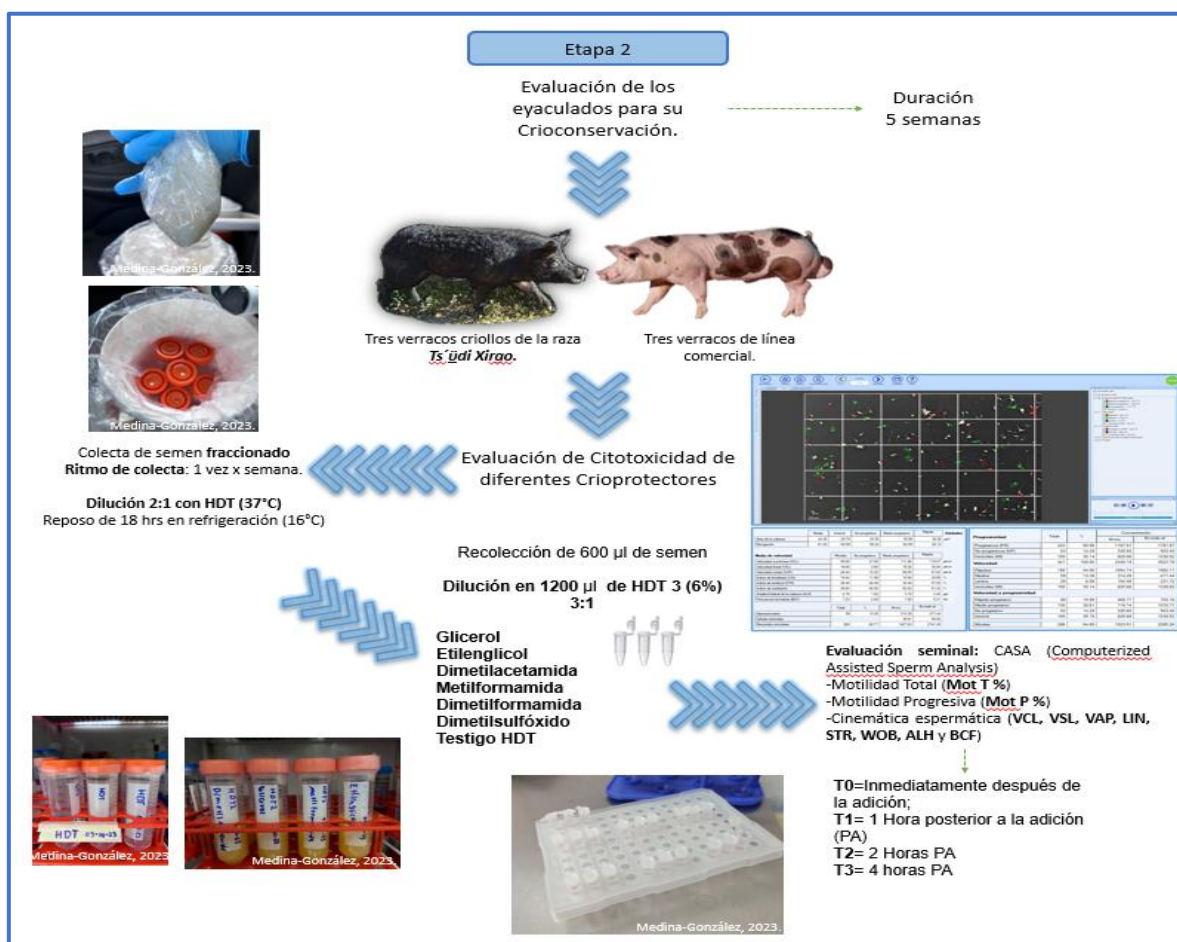


Figura 20: Esquema de la Etapa 2: Evaluación de la citotoxicidad de diferentes crioprotectores (Elaborado por **Medina-González, 2023**).

4.4.2.1. Evaluación seminal antes del congelamiento.

Los eyaculados de los tres cerdos de cada una de las razas (*Ts'üdi Xirgo* y línea comercial) fueron evaluados utilizando un sistema **CASA**, el cual permitió obtener valores objetivos de la motilidad y cinemática espermática (**Barquero et al., 2021**).

El periodo evaluado fue de cinco semanas, con una frecuencia de colectas cada siete días, lo cual permitió obtener 30 eyaculados para la evaluación.

4.4.2.1.1. Preparación de las muestras.

De los eyaculados colectados se utilizó la porción **SF**, misma que fue evaluada de manera manual como se describe en el punto **4.3.1 Calidad seminal**. Para el caso de la evaluación del espermiograma básico, se realizó un muestreo por triplicado de la **FR** en tubos cónicos de 50 ml, realizando una dilución 2:1 con un diluyente de almacenamiento de larga duración (**HDT1**), elaborado a base de Tris, Fructosa y Ácido Cítrico monohidratado, con esta dilución se realizó el transporte y almacenamiento de las muestras frescas colectadas en campo, manteniendo una temperatura entre 36-37°C, conservando tres repeticiones por cada eyaculado. Estas muestras se colocaron dentro de una hielera eléctrica (EASY WHEELS MCE-23512), colocando las muestras para su reposo en refrigeración (16-17°C) durante 18 hrs, para que por efecto de sedimentación se formará en el fondo de la muestra un tapón o pellet, el cual contenía únicamente el paquete celular. Transcurridas las 18 hrs, se retiró el sobrenadante de cada muestra dejando únicamente el pellet formado al fondo del tubo. Dicho pellet fue colocado en refrigeración a una temperatura de 4°C, dejando reposar las muestras hasta que se estabilizaran a la misma temperatura.

Durante el reposo de las muestras, se realizaron alícuotas de 1350 µl en microtubos de 2.0 ml del diluyente crioprotector de segundo paso (**HDT3**), el cual contenía un crioprotector no permeable (yema de huevo), además de cada uno de los crioprotectores permeables (**GLI, EG, DMA, MF, DMF, DMSO**), adicionados al **HDT2**, en una concentración al 6%, asimismo un grupo testigo (**THDT**), el cual consistió en un diluyente crioprotector de primer paso sin la adición de crioprotector

(**HDT2**), por lo que, se utilizaron siete tratamientos, los cuales fueron adicionados por igual a cada una de las muestras evaluadas, obteniendo un total de 42 alícuotas de 1350 μ l (**Figura 21**). posteriormente las alícuotas fueron estabilizadas a 4°C.



Figura 21: Preparación de las alícuotas de HDT3 y THDT en microtubos de 2.0 ml.

Una vez alcanzada la temperatura deseada en todas las muestras se tomaron, de los tubos cónicos de 50 ml, alícuotas de 150 μ l de cada repetición (tres repeticiones por animal) obteniendo 450 μ l totales de cada muestra, estas se colocaron en cada uno de los microtubos de 2.0 ml, que ya contenían las alícuotas de **HDT3** y **THDT**, obteniendo una dilución final 3:1, dichas muestras fueron homogeneizadas durante 30 segundos, permitiendo mantener suspendido el pellet de la muestra del eyaculado en el diluyente crioprotector.

Para las evaluaciones, también se tomaron en cuenta cuatro tiempos de adaptación (**T0**= Inmediatamente a la adición del crioprotector; **T1**= 1 hr posterior a la adición; **T2**= 2 hrs. posteriores a la adición; y **T4**= 4 hrs. posteriores a la adición), lo que permitió evaluar el comportamiento de las células espermáticas en función del tiempo de interacción con los crioprotectores **HDT3** y **THDT**.

4.4.2.1.2. Evaluación espermática con el Sistema “CASA”.

Para la evaluación de los parámetros de motilidad de los eyaculados se utilizó el sistema **AndroScope**, sistema **CASA** portatil (Minitüb GmbH

Hauptstraße, Tiefenbach, Alemania), para determinar las variables de motilidad: **Mot T**, Motilidad progresiva (**Mot P**), Motilidad no progresiva (**MOT NP**) e inmóviles (**IN**), así como las variables de cinemática espermática (Velocidad curvilínea: **VCL**; Velocidad lineal: **VSL**; Velocidad media: **VAP**; Índice de linealidad: **LIN**; Índice de rectitud: **STR**; Índice de oscilación de los espermatozoides: **WOB**; Amplitud lateral de la cabeza: **ALH** y Frecuencia de Batida: **BCF**) (**Figura 22**).

Las muestras de cada eyaculado fueron estandarizadas y calculadas para visualizar entre 300 y 500 células por muestra, para ello, se realizaron, en microtubos de 200µl, diluciones 1:100 de la muestra con el diluyente **HDT1**, el cual fue utilizado como un diluyente neutro para las evaluaciones, se atemperaron a 37°C en una termoplatina para estabilizar la temperatura y reactivar las células espermáticas, evitando shock térmico; y se colocaron sobre una cámara Leja desechable. Todas las muestras se evaluaron para homogeneizar la concentración celular.

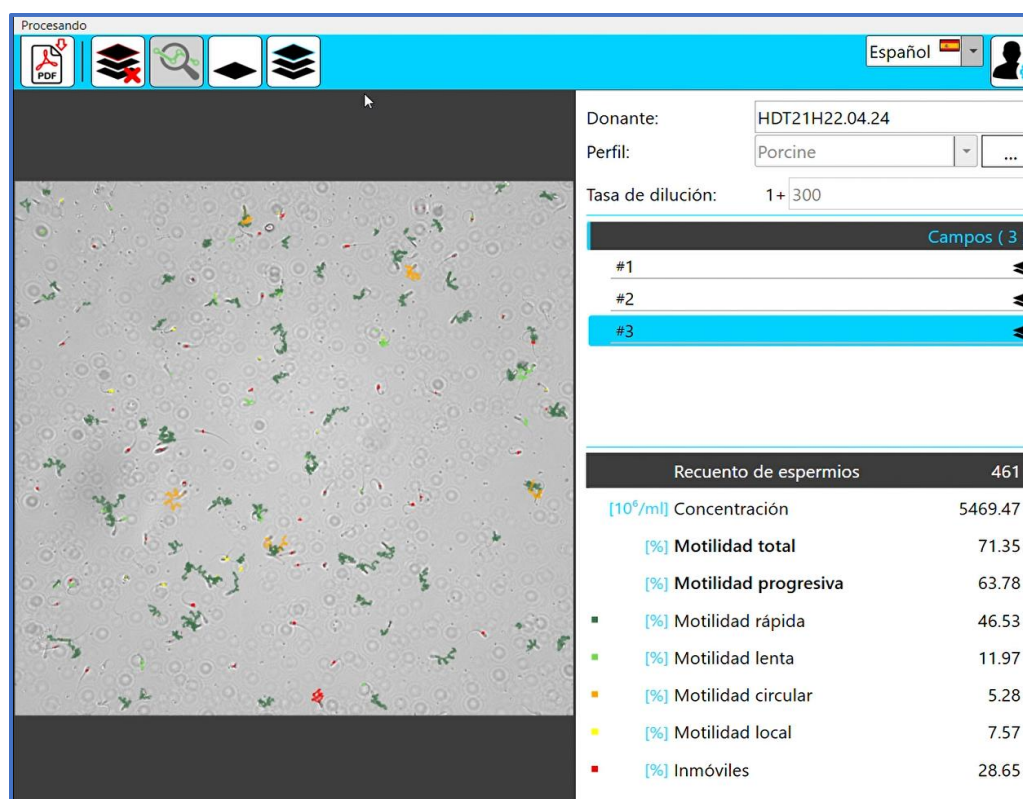


Figura 22: Lectura de eyaculados con el sistema CASA portátil AndroScope. (Medina-González, 2024).

Una vez estandarizada la dilución para cada muestra, se realizaron todas las evaluaciones para cada tratamiento, en su respectivo tiempo de adaptación, tomando por triplicado una captura de imagen, lo cual permitió obtener 168 muestras evaluadas por semana. Es importante recalcar, que las muestras principales siempre se mantuvieron a 4°C durante todo el tiempo de adaptación, para evitar cambios que pudiesen afectar la prueba.

Para los resultados se contemplaron únicamente las variables de **Mot T**, **Mot P** y las variables de cinemática espermática. El resultado para las variables **Mot T**, **Mot P**, **LIN**, **STR** y **WOB** se expresa en porcentaje (%), para las variables **VCL**, **VSL** y **VAP** se expresa en micrómetros por segundo ($\mu\text{m/s}$), la variable **ALH** se expresa en micrómetros (μm) y la variable **BCF** se expresa en Hertz (Hz).

4.5. Análisis Estadístico.

El objetivo general de la investigación fue identificar la calidad del semen de cerdos criollos con fines de preservación del germoplasma, el cual se dividió en dos etapas: la caracterización de la evaluación de calidad seminal de cerdos criollos; y la determinación de la capacidad del semen criollo utilizando diferentes protocolos de adaptación precongelamiento para su posible conservación en un banco de germoplasma.

Para la Etapa 1, se tomaron en cuenta tres sementales, de los cuales se obtuvieron 45 eyaculados, considerando estos eyaculados como unidades independientes. Al ser una caracterización de la calidad seminal, las variables de respuesta fueron analizadas para obtener medidas de tendencia central y frecuencias, utilizando el procedimiento MEANS, UNIVARIATE y FREQ, con esto se obtuvieron medias, errores estándar de la media, valores mínimos, valores máximos, coeficientes de variación y frecuencias. Las variables de respuesta tomadas en cuenta fueron: **Volumen, Color, Olor, Motilidad, Motilidad individual, Concentración, Aglutinaciones, Contaminación, Anormalidades e Integridad Acrosomal.**

En la Etapa 2, se realizó un experimento enfocado en la evaluación de citotoxicidad de diferentes crioprotectores (**Glicerol, Etilenglicol, Dimetilacetamida, Metilformamida, Dimetilformamida, Dimetilsulfóxido y un Testigo HDT**) y la adaptación al precongelamiento de las células espermáticas en diferentes periodos de tiempo (**0 horas, 1 hora, 2 horas y 4 horas**) en eyaculados de cerdos criollos y cerdos de razas comerciales, para ello se evaluaron seis sementales de los cuales se obtuvo un total de 30 eyaculados, considerándolos como unidades experimentales. Se utilizaron tres animales de origen comercial y tres animales de origen criollo, donde a cada eyaculado se le asignó uno de los tratamientos durante cinco semanas de evaluación, constituyendo las repeticiones de cada tratamiento en función del tiempo. Las variables de respuesta tomadas en cuenta fueron: **Mot T, Mot P, VCL, VSL, VAP, LIN, STR, WOB, ALH y BCF.**

El modelo estadístico planteado para determinar el uso de crioprotectores durante la etapa de adaptación a diferentes horas en espermatozoides de cerdos comerciales y criollos se realizó mediante un análisis MIXED y de medidas repetidas a través del tiempo con arreglo factorial, con un α de 0.05, de este modo el modelo general planteado fue:

$$y_{ijk} = \mu + T_i + d_{ji} + P_j + (TP)_{ij} + E_{ijk}$$

y_{ijk} =variable de respuesta $i=1, 2, 3, 4, 5, 6, 7, j=1, 2, 3, 4, k=1, \dots 15$.

μ =Media general

T_i = Efecto del i -ésimo tratamiento.

d_{ji} = Error aleatorio dentro de los efectos principales.

P_j =Efecto del j -ésimo tiempo.

$(TP)_{ij}$ = Interacción tratamiento x tiempo

E_{ijk} = Error aleatorio

El cuál se modifica al descomponer los tratamientos en sus efectos principales e interacciones de la siguiente manera:

$$y_{ijkl} = \mu + A_i + B_j + (AB)_{ij} + d_{ji} + P_k + (AP)_{ik} + (BP)_{jk} + (ABP)_{ijk} + E_{ijkl}$$

y_{ijkl} = Variable de respuesta, $i=1,2, j=1, 2, 3, 4, 5, 6, 7, l=1, 2, 3, 4, l=1, \dots 15$

μ = media general

A_i = Efecto del factor A al nivel i (Raza)

B_j = Efecto del factor B al nivel j (Tratamiento)

P_k = Efecto del factor P al nivel k (Tiempo)

d_{ji} = Error aleatorio dentro de los efectos principales

$(AB)_{ij}, (AP)_{ik}, (BP)_{jk}, (A*B*P)_{ijk}$ = Efecto de las interacciones

E_{ijkl} = Error aleatorio

Antes de correr el modelo planteado para el experimento, se realizaron las evaluaciones de los supuestos de normalidad y homogeneidad de varianzas, mediante las pruebas Shapiro-Wilks y Bartlett respectivamente. Las variables que

no cumplieron los supuestos fueron transformadas a arco seno de $\sqrt{Y} + 1$ y logaritmo natural de Y, buscando cumplir con las suposiciones del modelo.

De igual forma, antes de realizar el análisis de varianza para el modelo de efectos mixtos propuesto, se probaron las estructuras de covarianza de los datos de cada variable: Componentes de Varianza (**CV**), Simetría Compuesta (**SC**), Autorregresiva (**AR1**) y No estructurada (**UN**); y se seleccionó la mejor de acuerdo con los criterios de información Akaike (**AIC**) y el criterio Bayesiano de Schwartz (**BIC**), tomando en cuenta que los valores cercanos a 0 son mejores.

De este modo los resultados obtenidos mostraron los efectos fijos de raza, tratamiento, tiempo y sus interacciones, así como el error.

El análisis estadístico se realizó utilizando el paquete estadístico **SAS v. 9.4** (Statistical Analysis Systems 2002-2012 by SAS Institute Inc., Cary, NC, USA).

5. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Todos los avances en conocimientos sobre las características reproductivas de una especie son valiosos, particularmente cuando de recursos Zoogenéticos se trata, ya que muchas especies están perdiendo caracteres de variación genética, lo cual puede conllevar a problemas de deriva genética, cuellos de botella demográficos, efectos fundadores, así como, depresión endogámica, por lo que es fundamental establecer manejos reproductivos óptimos (**Primack y Wilson, 2019; Allendorf et al., 2022**).

Desde un punto de visto biológico, la congelación del material genético del macho es un mecanismo importante para la conservación de las especies animales a nivel mundial, a pesar de que los sementales porcinos se someten a una recolección de semen rutinaria y continua, y a una evaluación de calidad seminal, en las especies criollas existe poca información, es por ello, que los parámetros de morfometría espermática, pueden ser utilizados como predictores de la capacidad de conservación que estos tienen enfocado a los procesos de criocongelación.

Los esfuerzos por evaluar las razas locales deberían tener prioridad y para ello, la conservación de éstas es necesaria, ya que representan recursos alternativos para mantener la producción animal bajo cualquier cambio drástico en la biodiversidad, ya sea de tipo ambiental o económico. Es por ello, que los bancos de germoplasma representan una alternativa como repositorios de biomateriales "seguros" y un valioso recurso de investigación que, si se utiliza adecuadamente, fortalecerá los programas de conservación *in situ* de la diversidad genética existente de las poblaciones autóctonas (**Wildt, 2000; Di Iorio et al., 2019; Di Iorio et al., 2023**).

5.1. Etapa 1. Evaluación de la calidad seminal.

5.1.1. Evaluación del Espermograma básico.

Los verracos ***Ts'üdi Xirgo*** fueron colectados a un intervalo promedio de 9.02 ± 4.32 días, lo cual permitió obtener 45 eyaculados, de los cuales se obtuvo la evaluación de los indicadores de calidad seminal (espermograma) tanto macroscópicos, como

microscópicos. En el **Cuadro 3** se presentan los valores de los parámetros básicos de calidad seminal, tanto macroscópicos como microscópicos, observados en los eyaculados de los verracos criollos de la raza ***Ts'üdi Xirgo***.

Al analizar los indicadores de calidad macroscópicos de los eyaculados, se observó un volumen total de 126.68±48.09 mL, estos valores son menores a los reportados por **Suarez-Mesa et al. (2021)**, quienes encontraron volúmenes de 185.5 mL en cerdos criollos colombianos, mientras que en cerdos de raza comercial (Duroc, Landrace y Pietrain) se reportan valores medios de 239.9 mL. Por su parte, **Huang et al. (2010)**, y **Oberlender et al. (2012)**, observaron volúmenes de 217.81±67.38 mL, señalando que los principales factores de variación en esta característica seminal eran la raza y la edad de los animales.

Cuadro 3: Indicadores de calidad seminal básica (Macroscópicas y Microscópicas) de Cerdos Criollos ***Ts'üdi Xirgo***. *

Variables	Volumen	Motilidad	Motilidad individual	Spz mL ⁻¹ x 10 ⁶	Anormalidades	CoL	GD	GP
	mL	%	%		%			
Media	126.68	90.60	-	954,578,242	4.80	3.49	2.48	0.91
CV	37.96	4.59	3- 63.70	26.92	97.52	97.52	252.4	267.7
Max	245.34	95	4- 16.44	1,584,286,400	31.67	31.67	16.17	14.33
Min	19.61	80	5- 19.86	421,540,000	0	0	0	0
EEM	7.34	0.64	-	39,183,202.7	0.31	0.22	0.11	0.11

* Parámetros de Calidad Seminal de los eyaculados evaluados: N= 45 eyaculados. Periodo de evaluación: 15 semanas. Variables evaluadas: Concentración espermática mL⁻¹ (Spz mL⁻¹); CL: Colas látigo; GD: Gotas citoplasmáticas distal; GP: gotas citoplasmáticas proximal. Los valores se presentan en medias, EEM: Error estándar de la media; CV: Coeficiente de Variación; Max: máximo; Min: mínimo. Valor de P= 0.05

En cerdo ibérico, se describe la calidad seminal de diferentes variedades: Torbiscal, Manchado de Jabugo, Entrepelado, Lampiño y Retinto, reportando un volumen promedio de 81.58 mL (**Gómez, 2012**), mientras que **Villegas (2022)**, reportó en cerdos criollos de Ecuador un volumen de 60.95 mL, representando un valor menor a los encontrados en la raza ***Ts'üdi Xirgo***.

Valverde et al. (2018), mencionan que el volumen es una característica que puede influir en la calidad del semen, ya que un mayor volumen suele incrementar la

cantidad de espermatozoides (concentración espermática), tanto viables como no viables, considerando rangos normales entre 100 a 300mL (**Rodríguez-Martínez, 2005**).

En cuanto a la característica de color, el 64.38% de las muestras presentaron un rango de color Blanco lechoso, este dato concuerda con lo reportado por **Chan (2019)**, quien describe el rango de color blanco lechoso como el color predominante en el 45.2% de los eyaculados de cerdos criollos raza Pelón Mexicano. Por su parte, **Caiza (2009)**, menciona que el color puede ser variable según la concentración espermática, además de que es un indicador de la calidad de la muestra, también lo es del estado de salud del verraco debido a un proceso inflamatorio en el sistema genito-urinario, e inclusive de la técnica de extracción seminal de los verracos (**Curo et al., 2020**).

Un eyaculado con color amarillento, se vincula con la presencia de orina, mientras que un color rojo o marrón es un indicativo de presencia de sangre fresca o hemolizada, también puede encontrarse pus afectando el color. En esta investigación se observó que la mayoría de las muestras presentaron un color normal y sin alteraciones patológicas aparentes, esta característica se evalúa mediante la observación directa como referente de buena calidad (**Betancur et al., 2009**).

Hablando de las características microscópicas, la motilidad masal, se utiliza para la toma de decisiones de aprobación o rechazo de los eyaculados para su uso en inseminación artificial (**Valverde et al. 2021**). Los valores obtenidos en la raza de cerdos criollos **Ts'üdi Xirgo**, mostraron un $90.60 \pm 4.16\%$ motilidad masal. **Gómez (2012)** y **Suarez-Mesa et al. (2021)** identificaron valores entre 85.83% a 91.5% en cerdos criollos, lo cual está dentro de los valores mínimos que en **Ts'üdi Xirgo** (85%), aunque en esta misma raza se observaron motilidades masales de 95% (**Cuadro 3**). Según lo descrito por **Chan (2015)**, un eyaculado considerado como normal, puede ser aquel que tenga un mínimo de 70% de motilidad masal, por lo tanto, los valores obtenidos en los cerdos criollos **Ts'üdi Xirgo** se encuentran dentro de lo normal para esta característica. Cabe señalar que **Valverde et al. (2018)**,

señalan un promedio de 70.83 a 76.46 % en sementales de raza comerciales como Duroc, Yorkshire y Landrace, valores inferiores a lo reportado para razas criollas.

Del mismo modo, la evaluación de la motilidad individual resulta ser de importancia, **Flores et al. (2012)** y **Córdova et al. (2015)**, mencionan que el tipo de motilidad (desplazamiento) de los espermatozoides vivos es indispensable porque permite que viajen en el líquido seminal, en la cavidad vaginal, útero y cuernos uterinos, y cuanto más rápido y rectilíneo sea el desplazamiento, mayor será su potencial fecundante, por lo que los niveles aceptables son de tres en adelante, asociando movimientos progresivo rectilíneos rápidos, en línea recta hacia delante; considerando este tipo de movimiento como el ideal, cualquier otro movimiento diferente se considera anormal, por lo que, un eyaculado se considera apto cuando los valores son por lo menos del 60% de motilidad individual, lo cual se puede observar en los eyaculados de la raza "**Ts'üdi Xirgo**" (Gráfico 5).

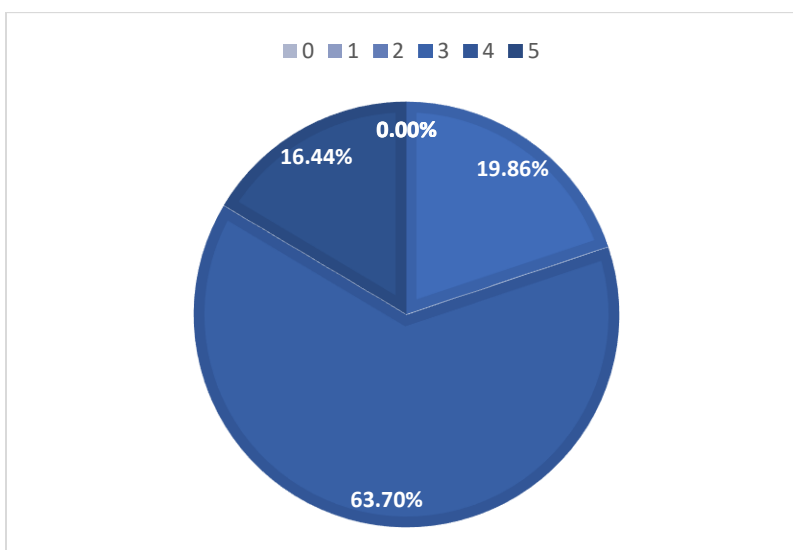


Gráfico 5: Motilidad individual en cerdos criollos de la raza "**Ts'üdi Xirgo**". 0: Movimiento inexistentes, espermatozoides inmóviles (necropermia); 1: Pocos espermatozoides móviles, con movimiento progresivo, o girando sobre sí mismos; 2: Movimiento anormal, algunos progresivos; 3: Movimiento progresivo lento y sinuoso; 4: Movimiento rápido y progresivo.; 5: Movimiento progresivo vigoroso muy rápido.

La aglutinación espermática, se caracteriza por el acúmulo de espermatozoides en el eyaculado, ocasionado por una unión cabeza-cabeza, aunque también puede haber una unión entre colas, sin embargo, la adherencia de los espermatozoides a

detritos celulares u otros elementos del eyaculado no es considerada como patológica, aunque si puede tener repercusiones en la calidad seminal, ya que restringe la motilidad de las células espermáticas (**Gómez-Pérez, 2007; Chung y Son, 2016**). Para esta característica espermática, se observó un mayor porcentaje 52.38% en grado 1 de aglutinación, seguido del grado 2 con 46.62%, que se relaciona con lo mencionado por **Del Valle (2017)**, quien reporta un porcentaje mayor (83.6%) de aglutinación con grado 1 en cerdos comerciales. La aglutinación puede ser causada por la presencia de restos de gel o tapioca procedente de las glándulas bulbouretrales (filtrado inadecuado), concentración muy elevada de espermatozoides o shock térmico por manipulación inadecuada del semen, o por la presencia de bacterias en el eyaculado (**Córdova et al., 2015; Kuster y Althouse, 2016**). Por su parte, el grado de contaminación presentado es de un 52.38% en grado 1, lo que implica que existe una contaminación mínima, no obstante resulta importante considerar el manejo durante la obtención de la muestra, ya que se considera que tanto las glándulas como los testículos del macho están libres de microorganismos, no obstante, esta contaminación puede ocurrir entonces durante el manejo del semen entre la extracción y la deposición en el oviducto de la cerda, generando un efecto directo sobre la fertilidad (**Del Valle, 2017**).

Con respecto a la concentración espermática en la **FR**, se determinó un contenido celular de $954.578 \times 10^6 \pm 256.941 \times 10^6$ Spz/mL⁻¹. **Suarez-Mesa et al. (2021)**, mencionan valores promedio de 340×10^6 Spz/mL⁻¹ en cerdos criollos colombianos, mientras que cerdos de razas comerciales obtuvieron valores de 395.4×10^6 Spz/mL⁻¹ en la **FR**, lo cual indica un valor menor del 41% menos de concentración espermática, comparado con los valores en los "**Ts'üdi Xirgo**". **Tsakmakidis et al. (2012)**, mencionan que cambios en el volumen, motilidad (masal e individual) y concentración espermática, pueden estar relacionados con cambios hormonales y celulares, vinculados a la concentración de testosterona, ya que puede ser un factor que afecte la calidad seminal y, por tanto, la capacidad de las células para poder fecundar un ovocito.

Existen informes que señalan un aumento significativo en la concentración espermática, dependiendo de la forma en que se colecta el semen (**FR**, Fracción Intermedia y **FP**), por lo que, hay que considerar los valores mostrados en la información científica, atendiendo el sistema de colecta del eyaculado.

Por otra parte, es importante señalar que el semen recolectado con plasma seminal tiene resultados similares en términos de conservación a corto plazo y almacenamiento, rendimiento reproductivo y desarrollo de embriones y fetos viables, lo que solo modificaría de manera directa la concentración espermática (**Luongo et al., 2022**). Sin embargo, **Martín (2000)** mostró que la extracción del eyaculado, utilizando la técnica colecta de **FR** y **FP**, responde mejor a la conservación y viabilidad de las dosis seminales utilizadas en inseminación artificial. Sin embargo, **García et al. (2022)** mostraron que esto debe ser analizado a la luz de cada verraco, y técnica de inseminación artificial, debido a la variabilidad mostrada en las dosis seminales.

El porcentaje de anormalidades totales $4.80 \pm 0.31\%$ en los eyaculados colectados fue inferior a lo reportado por **Hernández (2012)** y **Franguez et al. (2005)**, quienes reportan anormalidades en cerdos comerciales (Piétrain $\times$ German Landrace) del 16.2% y 13.92 %, considerando un intervalo de colecta de siete días. Sin embargo, en el caso de cerdo ibérico se reportan porcentajes menores entre 1.42% a 1.54%, atribuyendo esto a un buen manejo de los animales donde las temperaturas fueron controladas para no afectar el desarrollo de la espermatogénesis y durante la colecta (**Gómez, 2012**).

5.1.2. Evaluación de la Integridad Acrosomal (InA).

El uso de técnicas especializadas permite evaluar otro tipo de daños que pueden ser relevantes a la hora de determinar la calidad seminal, por lo que, la evaluación de parámetros espermáticos como motilidad, morfología, fragmentación de ADN, integridad acrosomal y de membrana, permiten no solo evaluar la calidad del eyaculado, sino también estimar con mayor precisión el potencial fecundante de los espermatozoides (**González-Castro et al., 2022**).

Para esta investigación se realizaron evaluaciones para determinar la integridad acrosomal de los espermatozoides de los "***Ts'üdi Xirgo***", se consideraron eyaculados frescos, en los cuales se observó espermatozoides normales del 90.19 ± 0.32 %. Existe información sobre la presencia de acrosomas íntegros o normales de acuerdo con la edad de los animales, los cuales se comportan entre 84.5%; 85.5% y 85.5% en cerdo jóvenes, maduros y viejos respectivamente, lo cual indica que la edad del semental tiene un efecto directo en la integridad del acrosoma (Díaz–Franco *et al.*, 2009). Por otra parte, los porcentajes de espermatozoides con algún tipo de daño acrosomal representaron solamente el 9.81%, observando un porcentaje de células con dañado severo (**SpzSA**) en un 3.30 ± 0.28 % (**Grafico 6**), mientras que el porcentaje de espermatozoides que presentaban un daño morfológico (**SpzD**) representan el 3.71 ± 0.25 % y los que se mantenían en un proceso de perdida (**SpzPP**) solo comprenden el 2.80 ± 0.26 %.

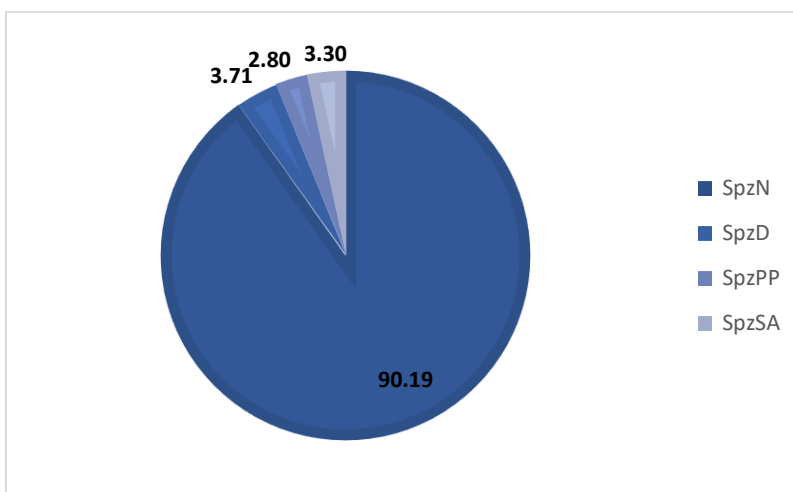


Gráfico 6: Integridad Acrosomal en Verracos criollos de la raza "***Ts'üdi Xirgo***". SpzN: Espermatozoides normales; SpzD: Espermatozoides Dañados; SpzPP: Espermatozoides con perdida parcial del Acrosoma; SpzSA: Espermatozoides sin Acrosoma.

Suarez-Mesa *et al.* (2021) encontraron valores promedio de espermatozoides intactos de 76.8% en cerdos de razas criollas, siendo que la raza Casco de Mula presentaba un 85.2% mientras que para la raza San Pedreño los valores oscilaban en los 74.7%. Los verracos de la raza ***Ts'üdi Xirgo***, presentan valores de 90.19%. En cerdos colombianos criollos, se observó que había una pérdida del acrosoma en

el 1.4 a 5.7%. En tanto que, en Pelón Mexicano, **Chan (2019)** encontró tan solo el 0.6% de células con daño o pérdida acrosomal.

Otros estudios han mostrado que la evaluación de la integridad acrosomal se vuelve relevante, pues está relacionado directamente con la fertilidad, además es un indicador para crioconservación, ya que una célula sometida a un proceso de congelamiento-descongelamiento afecta la integridad de la membrana acrosomal y plasmática, tanto en morfología como funcionalidad, teniendo repercusiones directas en la muerte celular y la fertilidad post descongelamiento (**Rubio-Guillén et al., 2009; Gadea, 2025**).

5.2. Etapa 2. Evaluación de los eyaculados para su crioconservación.

5.2.1. Evaluación de citotoxicidad de diferentes crioprotectores.

Las pruebas para la evaluación de la citotoxicidad de distintos crioprotectores sobre las células espermáticas de cerdos “**Ts’üdi Xirgo**”, consistieron en una prueba en los eyaculados colectados por un periodo de siete semanas. Para lo anterior se determinó la motilidad espermática

5.2.1.1. Evaluación de la motilidad espermática.

Esta prueba tenía la finalidad de determinar cuál de los crioprotectores utilizados generaba los mejores resultados para la conservación de las células espermáticas. Los resultados obtenidos se muestran en el **Cuadro 4**.

La **Mot T**, al igual que la **Mot P**, presentan diferencias altamente significativas en los efectos principales: Raza (**Mot T**: $P < 0.0001$ y **Mot P**: $P < 0.0001$), Tratamiento (**Mot T** $P < 0.0001$ y **Mot P** $P < 0.0001$), y Tiempo (**Mot T** $P < 0.0001$ y **Mot P** $P = 0.0001$); así como en las interacciones Raza x Tratamiento (**Mot T** $P < 0.0001$ y **Mot P** $P = 0.0005$) y Tratamiento x Tiempo (**Mot T** $P < 0.0001$ y **Mot P** $P = 0.0210$). Sin embargo, en la interacción de los tres factores solo **Mot T** presentó diferencias significativas (**$P = 0.0371$**) mientras que **Mot P** no presentó diferencias significativas (**$P = 0.376$**) en esta interacción.

Cuadro 4: Efecto del uso de diferentes crioprotectores, adicionados a un diluyente con diferentes crioprotectores, a través del tiempo sobre los parámetros de motilidad en eyaculados de cerdo.

VAR	TRAT	CRIOLLOS				COMERCIALES			
		0H	1H	2H	4H	0H	1H	2H	4H
		n=15 $\bar{y} \pm EEM$	n=15 $\bar{y} \pm EEM$	n=15 $\bar{y} \pm EEM$	n=15 $\bar{y} \pm EEM$	n=15 $\bar{y} \pm EEM$	n=15 $\bar{y} \pm EEM$	n=15 $\bar{y} \pm EEM$	n=15 $\bar{y} \pm EEM$
MOTT %	THDT	54.49 $\pm$ 3.68 ^{Aa}	53.58 $\pm$ 2.88 ^{Aa}	58.94 $\pm$ 4.32 ^{Aab}	54.75 $\pm$ 2.79 ^{Aac}	77.24 $\pm$ 2.99 ^{Aa}	85.05 $\pm$ 2.93 ^{Ba}	82.64 $\pm$ 3.22 ^{ABa}	80.40 $\pm$ 3.30 ^{ABa}
	GLI	60.41 $\pm$ 2.61 ^{Aab}	64.76 $\pm$ 3.12 ^{Ab}	62.61 $\pm$ 2.17 ^{Aa}	61.26 $\pm$ 2.66 ^{Aab}	76.23 $\pm$ 3.81 ^{Aa}	84.01 $\pm$ 2.64 ^{Aa}	84.23 $\pm$ 3.04 ^{Aa}	76.91 $\pm$ 3.17 ^{Aa}
	EG	63.32 $\pm$ 3.02 ^{Ab}	62.29 $\pm$ 2.55 ^{Aab}	61.84 $\pm$ 2.60 ^{Aa}	64.68 $\pm$ 2.87 ^{Ab}	79.17 $\pm$ 2.76 ^{Aa}	86.90 $\pm$ 1.85 ^{Aa}	81.76 $\pm$ 2.81 ^{Aa}	79.99 $\pm$ 2.22 ^{Aa}
	DMA	54.37 $\pm$ 2.46 ^{Aa}	55.99 $\pm$ 3.40 ^{Aab}	51.79 $\pm$ 4.12 ^{Ab}	51.18 $\pm$ 2.95 ^{Accd}	81.17 $\pm$ 1.98 ^{Aa}	81.83 $\pm$ 2.18 ^{Aa}	82.99 $\pm$ 2.79 ^{Aa}	80.29 $\pm$ 2.25 ^{Aa}
	MF	52.52 $\pm$ 2.41 ^{ABac}	54.21 $\pm$ 2.36 ^{Aa}	47.73 $\pm$ 2.97 ^{ABb}	45.48 $\pm$ 1.91 ^{Bde}	82.78 $\pm$ 2.79 ^{Aa}	78.08 $\pm$ 3.03 ^{Aa}	81.45 $\pm$ 3.53 ^{Aa}	77.83 $\pm$ 2.92 ^{Aa}
	DMF	53.06 $\pm$ 2.68 ^{Aa}	55.80 $\pm$ 4.17 ^{Aa}	51.08 $\pm$ 5.20 ^{Ab}	51.30 $\pm$ 2.97 ^{Accd}	78.62 $\pm$ 3.11 ^{Aa}	79.95 $\pm$ 3.25 ^{Aa}	80.13 $\pm$ 3.22 ^{Aa}	75.72 $\pm$ 2.26 ^{Aa}
	DMSO	45.05 $\pm$ 2.98 ^{Ac}	41.06 $\pm$ 3.91 ^{ABc}	34.58 $\pm$ 3.69 ^{Bc}	37.94 $\pm$ 4.50 ^{ABe}	74.69 $\pm$ 2.79 ^{Aa}	68.37 $\pm$ 5.15 ^{Ab}	41.75 $\pm$ 4.41 ^{Bb}	45.84 $\pm$ 4.10 ^{Bb}
MOTP %	THDT	46.86 $\pm$ 3.65 ^{Aabc}	45.46 $\pm$ 2.89 ^{Aac}	51.11 $\pm$ 4.02 ^{Aabc}	44.80 $\pm$ 2.97 ^{Aa}	48.16 $\pm$ 4.96 ^{ABa}	56.44 $\pm$ 4.49 ^{Aa}	46.96 $\pm$ 4.35 ^{ABa}	44.46 $\pm$ 4.61 ^{Aa}
	GLI	54.33 $\pm$ 2.98 ^{Aab}	57.68 $\pm$ 3.33 ^{Abc}	56.11 $\pm$ 2.11 ^{Aa}	54.70 $\pm$ 2.78 ^{Ab}	46.41 $\pm$ 4.98 ^{ABab}	52.62 $\pm$ 3.68 ^{Aa}	46.65 $\pm$ 3.82 ^{ABa}	41.07 $\pm$ 4.43 ^{Ac}
	EG	56.93 $\pm$ 3.42 ^{Aa}	56.46 $\pm$ 2.67 ^{Ab}	56.04 $\pm$ 2.73 ^{Aa}	57.77 $\pm$ 2.99 ^{Ab}	43.31 $\pm$ 4.56 ^{Aab}	54.23 $\pm$ 2.87 ^{Ba}	45.13 $\pm$ 3.40 ^{ABa}	41.97 $\pm$ 4.35 ^{Bac}
	DMA	47.60 $\pm$ 2.75 ^{Aac}	48.75 $\pm$ 3.35 ^{Aabc}	43.82 $\pm$ 4.09 ^{Abc}	43.38 $\pm$ 2.92 ^{Aa}	45.09 $\pm$ 3.58 ^{Aab}	37.59 $\pm$ 3.99 ^{ABbc}	40.71 $\pm$ 3.76 ^{Aa}	31.05 $\pm$ 3.14 ^{Ab}
	MF	44.72 $\pm$ 2.84 ^{Abc}	45.91 $\pm$ 2.59 ^{Ac}	38.82 $\pm$ 2.97 ^{Accd}	36.63 $\pm$ 2.31 ^{Aac}	48.25 $\pm$ 5.04 ^{Aa}	39.71 $\pm$ 2.60 ^{ABbc}	42.99 $\pm$ 2.97 ^{ABa}	33.58 $\pm$ 3.69 ^{Ac}
	DMF	46.01 $\pm$ 3.03 ^{Abc}	48.80 $\pm$ 4.13 ^{Aabc}	43.96 $\pm$ 4.94 ^{Ac}	44.80 $\pm$ 3.02 ^{Aa}	44.03 $\pm$ 4.78 ^{ABab}	47.51 $\pm$ 3.49 ^{Aab}	43.44 $\pm$ 2.98 ^{ABa}	35.36 $\pm$ 2.68 ^{ABac}
	DMSO	38.09 $\pm$ 2.79 ^{Ac}	34.40 $\pm$ 3.56 ^{ABd}	27.02 $\pm$ 3.49 ^{Bd}	30.35 $\pm$ 4.46 ^{ABc}	36.62 $\pm$ 4.03 ^{Ab}	30.57 $\pm$ 4.54 ^{Ac}	7.56 $\pm$ 1.42 ^{Bb}	11.42 $\pm$ 3.01 ^{Ad}

^{A,B,C} Para indicar diferencias ($P \leq 0.05$) entre los tiempos (0H, 1H, 2H Y 4H) y ^{a,b,c} para indicar diferencias ($P \leq 0.05$) entre los tratamientos (THDT, GLI, EG, DMA, MF, DMF, DMSO), para cada parámetro (**Mot T** y **Mot P**). Distinto superíndice en columna representa diferencias ($P > F$). THDT: Testigo HDT; GLI: Glicerol; EG: Etilenglicol; DMA: Dimetilacetamida; MF: Metilformamida; DMF: Dimetilformamida; DMSO: Dimetilsulfóxido; *n*: Tamaño de muestra; $\bar{y}$: Media; EEM: Error Estándar de la Media. ($P=0.05$)

En el caso de la variable **Mot T**, al realizar una comparación entre los eyaculados de cerdos comerciales y cerdos criollos (**Gráfico 7**), los valores observados, utilizando el efecto “raza” se muestran distintos (**P=0.0371**) en todos los tratamientos (**HDT, GLI, EG, DMA, MF, DMF Y DMSO**) en función del tiempo de exposición, debido a que la **Mot T** de los espermatozoides de los cerdos criollos fue menor, en comparación con los de los cerdos comerciales.

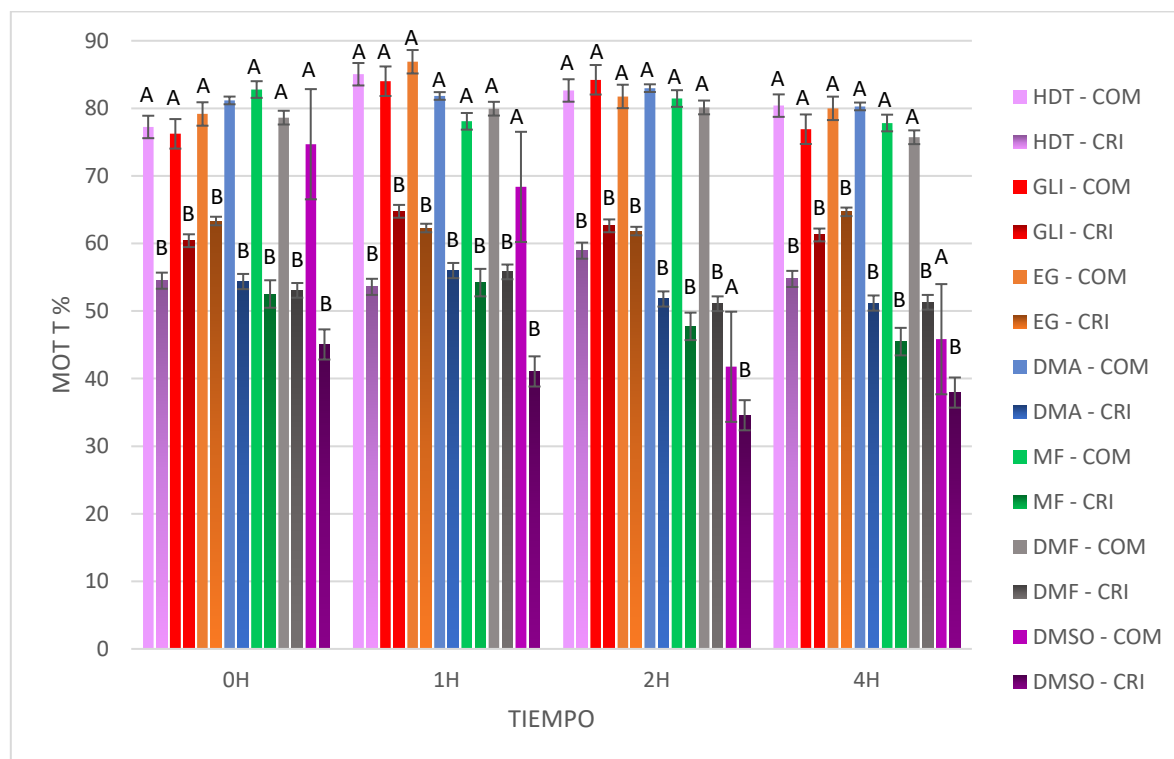


Gráfico 7: Comparación de la evaluación de la citotoxicidad de diferentes crioprotectores sobre la motilidad total (**MOT T**) en cerdos comerciales y cerdos criollos, en función del tiempo. ^{A,B} Para indicar diferencias significativas ($P > F$) entre razas (Comerciales y Criollos). COM: Comerciales; CRI: Criollos; HDT: Testigo HDT; GLI: Glicerol; EG: Etilenglicol; DMA: Dimetilacetamida; MF: Metilformamida; DMF: Dimetilformamida; DMSO; Dimetilsulfóxido. **P=0.0371.**

Para ambos casos, el efecto más característico es el descenso de motilidad con algunos crioprotectores, sin embargo, el más representativo es el efecto del crioprotector **DMSO (Dimetilsulfóxido)**, observando diferencias significativas (**P < 0.05**), presentando los porcentajes más bajos de motilidad en los eyaculados de los cerdos criollos y comerciales (**Mot T**: 34.58 ± 3.69 %, vs 41.75 ± 5.82 %) (**Mot P**:

27.02±3.49%, vs 7.56±1.06%), a partir de la segunda hora posterior a la adición del crioprotector.

Atencio-García et al. (2017), reportaron que concentraciones de **DMSO** por encima del 10%, pueden generar una menor motilidad de los espermatozoides, estos resultados contrastan con los valores de esta investigación, ya que al utilizar concentraciones del 6% de **DMSO**, se observa el descenso de la **Mot T** y **Mot P** (**Gráfico 7 y 8**). **Pinzón et al. (2005)**, mencionan que concentraciones de **DMSO** al 5% no generan cambios radicales sobre la motilidad (total y progresiva) durante la primera hora, no obstante, señalan que altas concentraciones de este crioprotector, pueden desnaturalizar las proteínas celulares espermáticas, causando una reducción de su viabilidad durante el periodo de pre congelación.

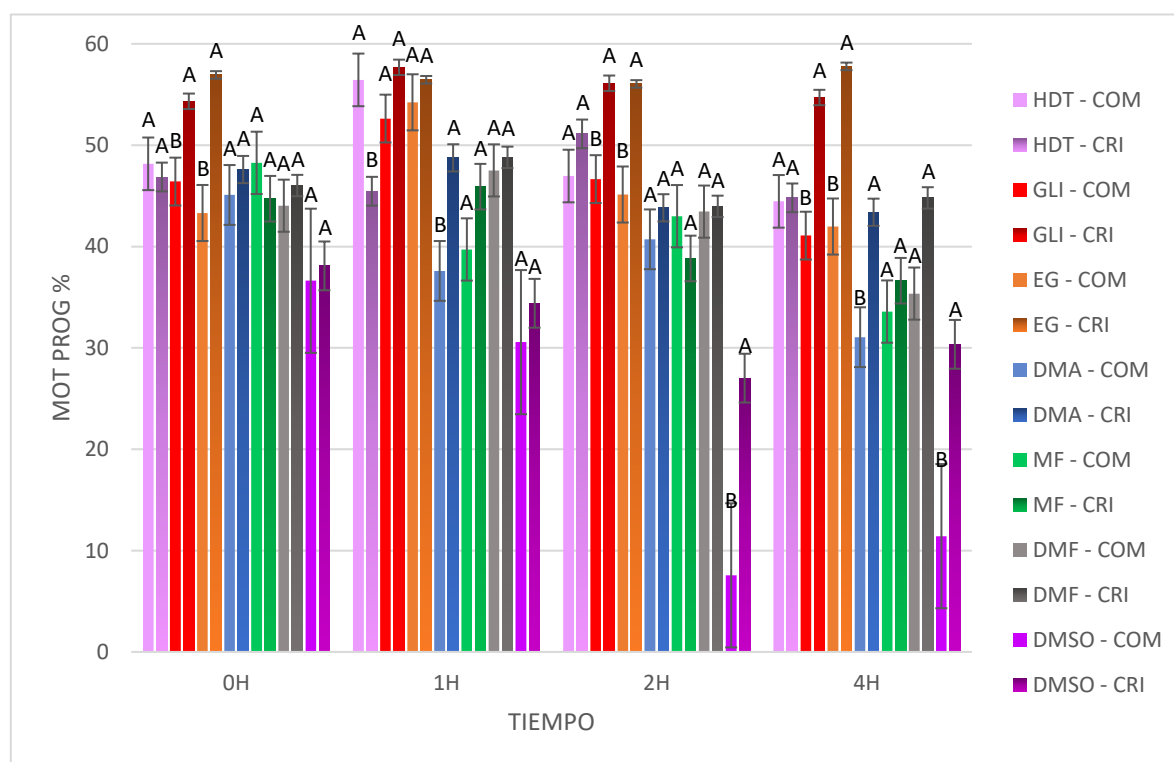


Gráfico 8: Comparación de la evaluación de la citotoxicidad de diferentes crioprotectores sobre la motilidad progresiva en cerdos criollos y comerciales, en función del tiempo. ^{A,B,C} Para indicar diferencias significativas ($P > F$) entre razas (Comerciales y Criollos). COM: Comerciales; CRI: Criollos; HDT: Testigo HDT; GLI: Glicerol; EG: Etilenglicol; DMA: Dimetilacetamida; MF: Metilformamida; DMF: Dimetilformamida; DMSO; Dimetilsulfóxido. $P < 0.376$.

En el caso de la **Mot P** (**Gráfico 8**), a diferencia de la **Mot T**, se observa un comportamiento diferente, ya que en la mayoría de los tratamientos no presentaron diferencias (**P=0.376**) en el indicador de **Mot P** de los eyaculados de los cerdos criollos, con respecto a los eyaculados de los cerdos comerciales, sin embargo, se observan valores más altos de **Mot P**, este comportamiento puede estar asociado a la interacción entre todos los niveles de tratamiento con respecto a las horas de evaluación (**P=0.0210**), encontrando los valores más altos durante el **T1**(1 Hora) y el **T2** (2 Horas).

En el caso de la motilidad, principalmente la **Mot P**, se considera el indicador más utilizado tanto para evaluar la calidad del semen fresco como del criopreservado, ya que esta característica generalmente presenta una correlación positiva con la capacidad fecundante de los espermatozoides (**Atencio-García et al., 2021**), por lo que se puede señalar que existe una mejor adaptación con los crioprotectores **GLI** y **EG**, ya que la **Mot P** fue mejor, independientemente de la raza. Además, se puede observar que la mejor adaptación se presenta durante la primera hora posterior a la adición de los crioprotectores (**P=<0.0001**), no obstante, no se presentan diferencias (**P<0.05**) con respecto a los crioprotectores del grupo de las amidas (**DMA, MF y DMF**), durante las primeras horas de evaluación. En las muestras evaluadas a las 4 horas posteriores a la adición, se observaron diferencias (**P=<0.05**). Aun cuando en ambos casos existe una tendencia a mantener la **Mot P** a través del tiempo durante las primeras horas. Esta tendencia puede ser más notoria en el caso de cerdos de la raza **Ts'üdi Xirgo**, por lo que sería importante evaluar aquellas características que le confieren esa resistencia al proceso de adaptación antes del congelamiento, de acuerdo con algunos autores esto podría estar vinculado a el tamaño y la forma de las células espermáticas, ya que estas características pueden afectar a los parámetros cinemáticos (**Araya-Zúñiga et al., 2023**).

En el caso de **DMSO**, este crioprotector interactúa de manera diferente (**P=<0.05**) en ambos casos, se observó que en los eyaculados de los cerdos comerciales se presenta una disminución de la **Mot P** desde las primeras horas de la adición,

mientras que, en el caso de los eyaculados de los cerdos criollos **Ts'üdi Xirgo**, solo hay una ligera disminución durante los **T1** y **T2**, no obstante, a las cuatro horas de su adición se observaron mejores valores con respecto a la **Mot P**, lo cual puede ser un indicativo de que existe una mejor adaptación a los crioprotectores cuando el tiempo de adaptación es mayor. Vale la pena señalar que en la literatura se hace referencia a que no existen protocolos bien establecidos para los procesos de crioconservación de los espermatozoides de verracos (**Saliba et al., 2022**). Sin embargo, en esta investigación se han observado mejores respuestas de adaptación de los espermatozoides de cerdos criollos al utilizar distintos crioprotectores y diferentes tiempos de adaptación, lo cual permitiría estandarizar protocolos que mejoren las condiciones de crioconservación de células espermáticas de esta variedad de cerdos criollos **Ts'üdi Xirgo**, no obstante, se requieren más valoraciones para poder estandarizar dichos protocolos, debido a que el factor racial si puede tener un efecto al modificar las funciones normales de las células espermáticas, como la motilidad y hasta la forma y tamaño de las células espermáticas (**Wysokińska y Kondracki, 2019**).

5.2.1.2. Evaluación de la Cinemática espermática.

Para comprender mejor las características de movimiento de los espermatozoides, se utilizan sistemas como el **CASA**, los cuales permiten valorar características que a simple vista son complicadas por no decir imposibles de identificar durante un espermiograma básico. Una de estas valoraciones es la cinemática espermática, la cual se puede definir como la descripción del movimiento de los espermatozoides, incluyendo su velocidad, y trayectoria, así como sus patrones de movimiento, esto mediante la captura de imágenes que permiten identificar el movimiento del centroide de la cabeza de un espermatozoide, creando así una trayectoria y analizando los parámetros cinemáticos de la trayectoria resultante (**Valverde et al., 2020**).

Por ello, para esta investigación se utilizó como complemento de las pruebas de Motilidad (**Mot T y Mot P**), la evaluación de los indicadores de cinemática espermática, tanto en los eyaculados de cerdos de razas comercial, como en los

cerdos criollos, y con ello, obtener mejores valoraciones en cuanto a la calidad del movimiento, cabe resaltar que únicamente se tomaron en cuenta los movimientos que tienen que ver con una rápida progresividad, ya que, **Flores et al. (2012)** y **Córdova et al. (2015)**, mencionan que el tipo de motilidad o progresividad de los espermatozoides vivos es indispensable valorarlo debido a que está relacionado directamente con la capacidad fecundante.

Los indicadores que conforman la cinemática espermática se componen principalmente de tres elementos que definen la velocidad de movimiento (**VCL**, **VSL** y **VAP**), tres indicadores sobre la relación de velocidad (**LIN**, **STR** y **WOB**) y dos más que reflejan las características de oscilación espermática (**ALH** y **BCF**) (**Valverde et al., 2020**).

Para esta investigación se pudo observar (**Gráficos 9, 10 y 11**) que en cuanto a los indicadores sobre velocidad del movimiento (**VCL**, **VSL** y **VAP**), si se encontraron diferencias altamente significativas entre razas (**P=<0.0001**). Estos datos coinciden con lo reportado en una investigación realizada en bovinos, donde se observó que la raza y la edad, así como la interacción raza x edad, tienen efectos altamente significativos (**P=<0.001**) sobre los indicadores cinemáticos, reportando que los espermatozoides de toros de raza Frisona presentaron movimientos de mayor velocidad y con trayectorias más rectilínea (VCL: 128,9; VSL: 82,1; VAP: 100,2 $\mu\text{m/s}$), en comparación con el movimiento (VCL: 127,8; VSL: 77,7; VAP: 96,2 $\mu\text{m/s}$) de los espermatozoides de toros de la raza criolla Rubia Gallega (**Muiño, 2008**).

Resulta importante señalar que en la literatura se describe la presencia de subpoblaciones celulares dentro de un mismo eyaculado que se pueden caracterizar por sus variables cinemáticas, lo cual permite considerar que la población total de células espermáticas de un eyaculado no es uniforme, en cuanto al comportamiento de la motilidad espermática, ya que, en un mismo eyaculado existe un porcentaje de espermatozoides que se mueven de forma rápida y progresiva, otro porcentaje de espermatozoides que se mueven más lentamente, y por último, aparece un número de espermatozoides sin apenas movimiento (**Muiño, 2008; Barquero et al., 2021**).

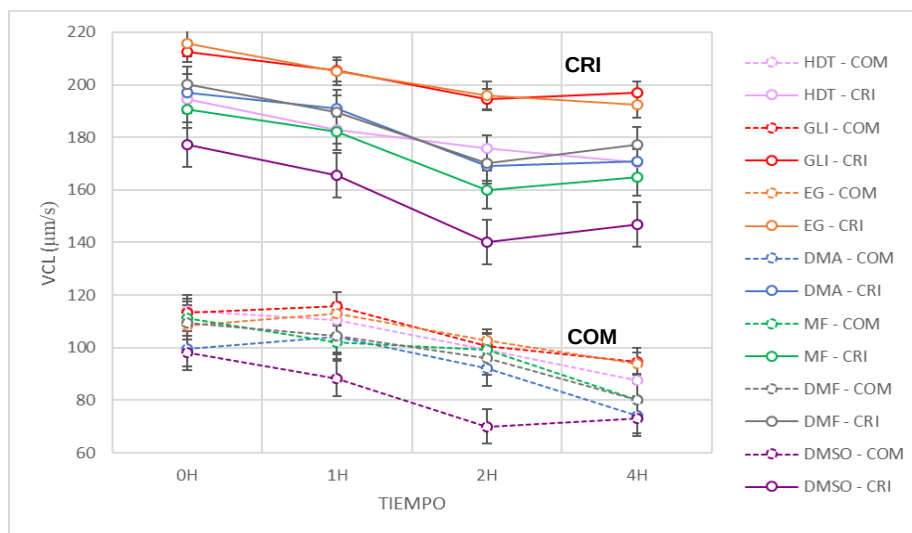


Gráfico 9: Comparación de la evaluación de la citotoxicidad de diferentes crioprotectores sobre la velocidad curvilínea (VCL) en cerdos criollos y comerciales, en función del tiempo. COM: Comerciales; CRI: Criollos; HDT: Testigo HDT; GLI: Glicerol; EG: Etilenglicol; DMA: Dimetilacetamida; MF: Metilformamida; DMF: Dimetilformamida; DMSO; Dimetilsulfóxido. $P < 0.376$.

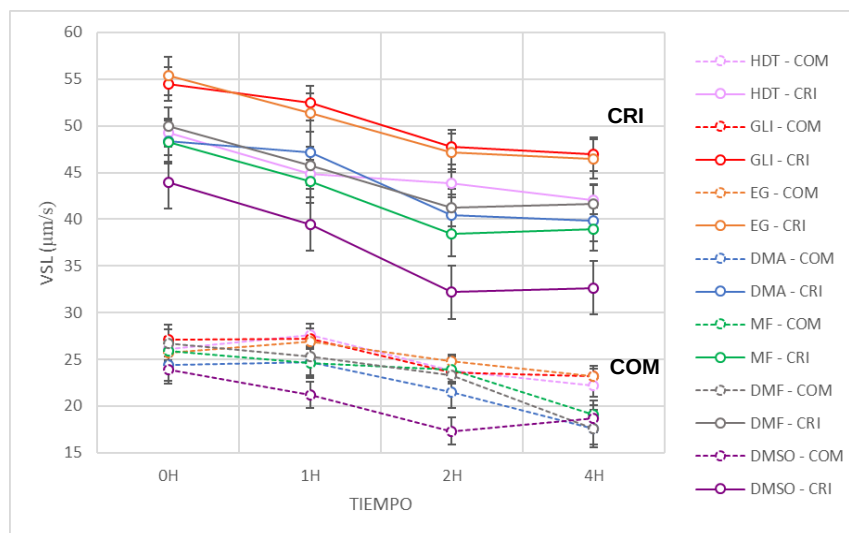


Gráfico 10: Comparación de la evaluación de la citotoxicidad de diferentes crioprotectores sobre la velocidad de línea recta (VSL) en cerdos criollos y comerciales, en función del tiempo. COM: Comerciales; CRI: Criollos; HDT: Testigo HDT; GLI: Glicerol; EG: Etilenglicol; DMA: Dimetilacetamida; MF: Metilformamida; DMF: Dimetilformamida; DMSO; Dimetilsulfóxido. $P < 0.376$.

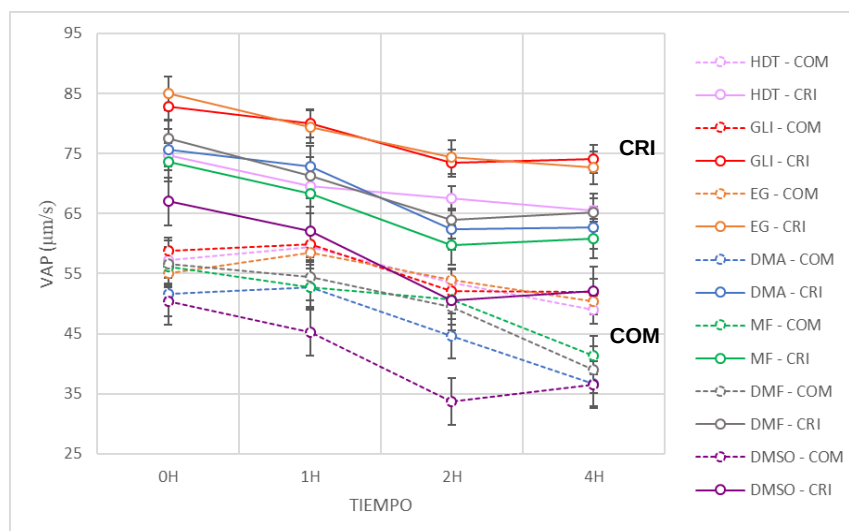


Gráfico 11: Comparación de la evaluación de la citotoxicidad de diferentes crioprotectores sobre la trayectoria media de velocidad (VAP) en cerdos criollos y comerciales, en función del tiempo. COM: Comerciales; CRI: Criollos; HDT: Testigo HDT; GLI: Glicerol; EG: Etilenglicol; DMA: Dimetilacetamida; MF: Metilformamida; DMF: Dimetilformamida; DMSO; Dimetilsulfóxido. $P < 0.376$.

En cuanto a los indicadores relacionados con el movimiento (**Gráfico 12, 13 y 14**) de las células espermáticas se obtuvieron valores de linealidad, rectitud y oscilación, los cuales pueden ser afectados por efecto de la citotoxicidad generada por los crioprotectores, para ello debemos entender que la citotoxicidad celular se puede definir como la capacidad de un agente exógeno para dañar o matar células debido a la exposición a ciertas sustancias, que en el caso de los espermatozoides pueden afectar la integridad de la célula, su capacidad para moverse, teniendo como resultado una reducción de la calidad y la cantidad de espermatozoides viables, y con ello, la disminución de la capacidad de fertilizar un óvulo (**Aprahamian, 2025**).

En esta investigación se observó que para la variable LIN, no existieron diferencias según la raza ($P=0.16$), ni en función del tiempo ($P=0.94$). Se pudieron observar diferencias en el T4, donde se nota un aumento en el porcentaje de LIN en las razas comerciales, es decir, aun existe movimiento de las células pero se pierde la calidad del movimiento, caso contrario con las células de los cerdos criollos, ya que estas sí mantienen los porcentajes de LIN a través del tiempo.

El efecto más representativo (**P=0.042**) se observó con el **DMSO**, en el cual se obtuvo el mayor porcentaje de LIN ($28.19 \pm 2.54\%$) a las 4 horas posteriores a la adición del CPA en las células de los cerdos comerciales, mientras que en caso de los criollos, este porcentaje comenzó a disminuir alcanzando su punto más bajo ($21.87 \pm 0.90\%$) a las 4 horas de exposición al crioprotector.

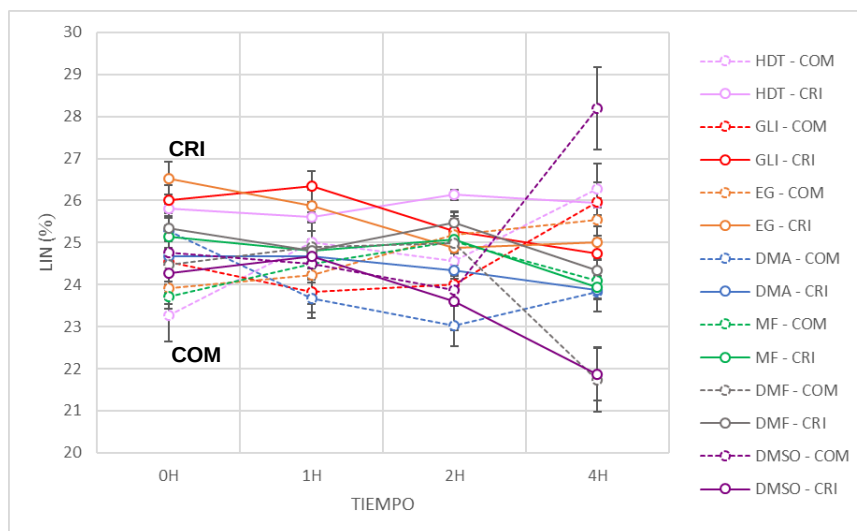


Gráfico 12: Comparación de la evaluación de la citotoxicidad de diferentes crioprotectores sobre la linealidad (LIN) en cerdos criollos y comerciales, en función del tiempo. COM: Comerciales; CRI: Criollos; HDT: Testigo HDT; GLI: Glicerol; EG: Etilenglicol; DMA: Dimetilacetamida; MF: Metilformamida; DMF: Dimetilformamida; DMSO; Dimetilsulfóxido. $P < 0.376$.

Para los indicadores **STR** y **WOB** (**Gráfico 13** y **14**), se observaron diferencias altamente significativas (**P=<0.0001**) entre razas, y en el caso del indicador **WOB**, hay diferencias entre tratamientos (**P=0.018**), con lo cual se puede decir que para esta investigación los espermatozoides de los cerdos criollos tienen un mejor comportamiento.

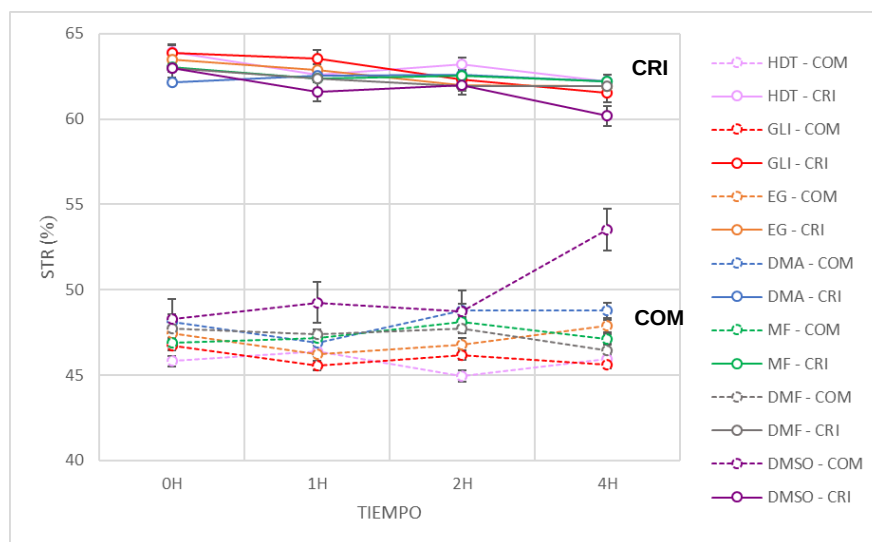


Gráfico 13: Comparación de la evaluación de la citotoxicidad de diferentes crioprotectores sobre la rectitud (STR) en cerdos criollos y comerciales, en función del tiempo. COM: Comerciales; CRI: Criollos; HDT: Testigo HDT; GLI: Glicerol; EG: Etilenglicol; DMA: Dimetilacetamida; MF: Metilformamida; DMF: Dimetilformamida; DMSO; Dimetilsulfóxido. $P < 0.376$.

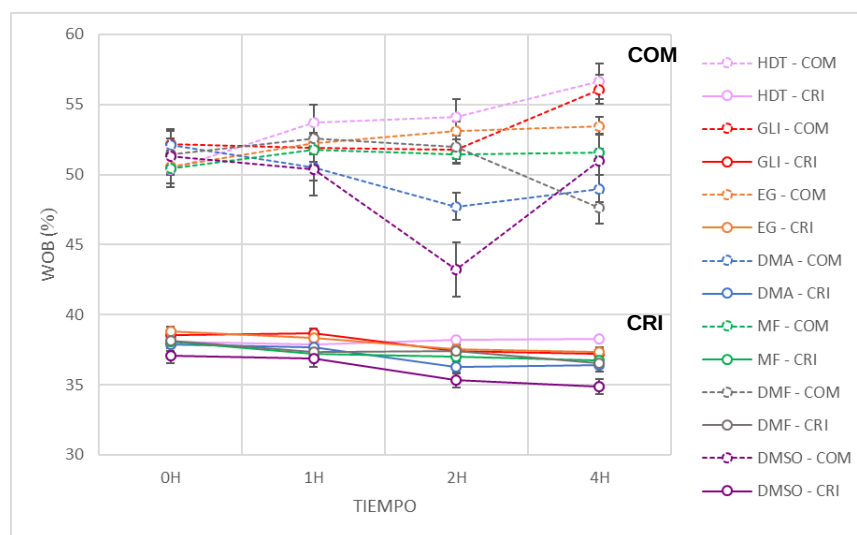


Gráfico 14: Comparación de la evaluación de la citotoxicidad de diferentes crioprotectores sobre la oscilación (WOB) en cerdos criollos y comerciales, en función del tiempo. COM: Comerciales; CRI: Criollos; HDT: Testigo HDT; GLI: Glicerol; EG: Etilenglicol; DMA: Dimetilacetamida; MF: Metilformamida; DMF: Dimetilformamida; DMSO; Dimetilsulfóxido. $P < 0.376$.

Por último, para el caso de los indicadores que reflejan el comportamiento de la oscilación del espermatozoide (**ALH** y **BCF**) (**Gráfico 15** y **16**), se encontraron diferencias altamente significativas ($P < 0.0001$) entre razas, y en función del tiempo ($P < 0.0001$). El indicador **ALH**, permite identificar que el desplazamiento de la cabeza del espermatozoide es mayor en comparación del **VAP**, en el caso de **BCF**

la frecuencia de batido también fue mayor en los espermatozoides de los cerdos criollos, es decir hay movimientos de batida más rápidos.

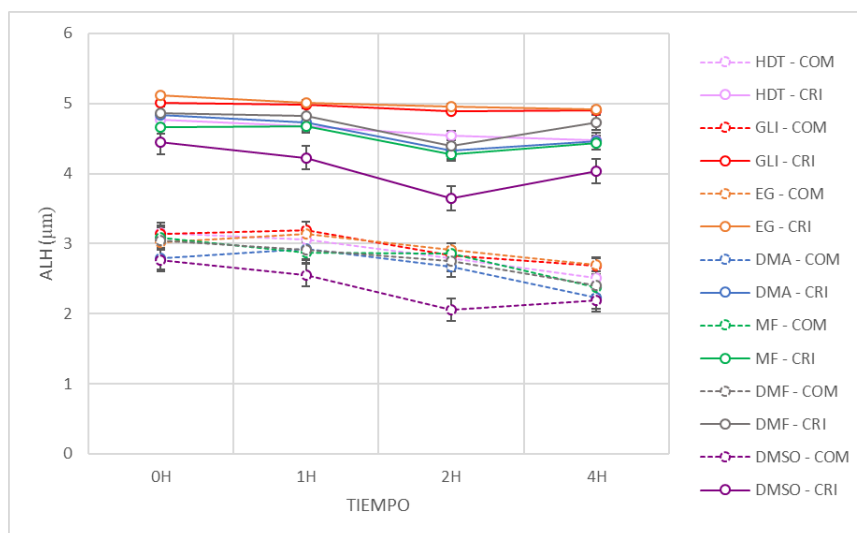


Gráfico 15: Comparación de la evaluación de la citotoxicidad de diferentes crioprotectores sobre la amplitud de la cabeza (ALH) en cerdos criollos y comerciales, en función del tiempo. COM: Comerciales; CRI: Criollos; HDT: Testigo HDT; GLI: Glicerol; EG: Etilenglicol; DMA: Dimetilacetamida; MF: Metilformamida; DMF: Dimetilformamida; DMSO: Dimetilsulfóxido. $P < 0.376$.

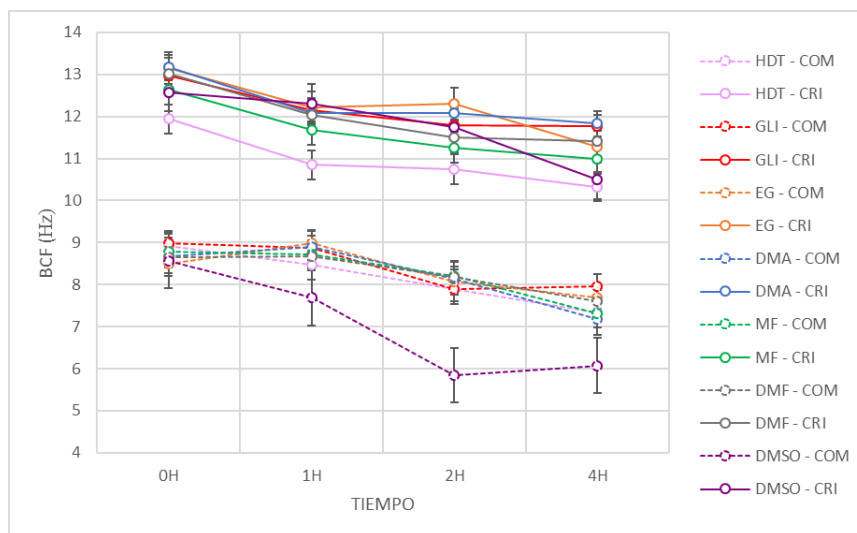


Gráfico 16: Comparación de la evaluación de la citotoxicidad de diferentes crioprotectores sobre la frecuencia del cruce de latidos (BCF) en cerdos criollos y comerciales, en función del tiempo. COM: Comerciales; CRI: Criollos; HDT: Testigo HDT; GLI: Glicerol; EG: Etilenglicol; DMA: Dimetilacetamida; MF: Metilformamida; DMF: Dimetilformamida; DMSO: Dimetilsulfóxido. $P < 0.376$.

5.2.1.2.1. Uso de crioprotectores para el establecimiento de protocolos de congelamiento en cerdos comerciales y criollos.

Al evaluar el efecto de la característica “Raza”, se observa que en la evaluación individual los espermatozoides de cerdos de raza comercial, el diluyente que obtuvo mejores resultados en cuanto a **Mot T** fue el **EG**, seguido del **GLI** (**Gráfico 17**), ambos crioprotectores mantienen buenas motilidades después de la primera hora de adición, obteniendo valores de $86.90 \pm 1.63\%$ para **EG** y $84.01 \pm 3.46\%$ para **GLI**, así mismo presentan movimientos progresivos del 54.23 ± 2.69 y $52.62 \pm 4.35 \%$. También se observó que a las dos horas de adición de los crioprotectores se presenta un descenso de la motilidad en todos los casos, manteniéndolos por debajo de los porcentajes observados en el tratamiento **THDT** ($82.64 \pm 3.90\%$), sin embargo, se observó un comportamiento diferente al utilizar el crioprotector **GLI**, ya que este mantuvo una motilidad constante en las células, superior al tratamiento **THDT** ($84.23 \pm 4.18\%$) en el mismo periodo de tiempo.

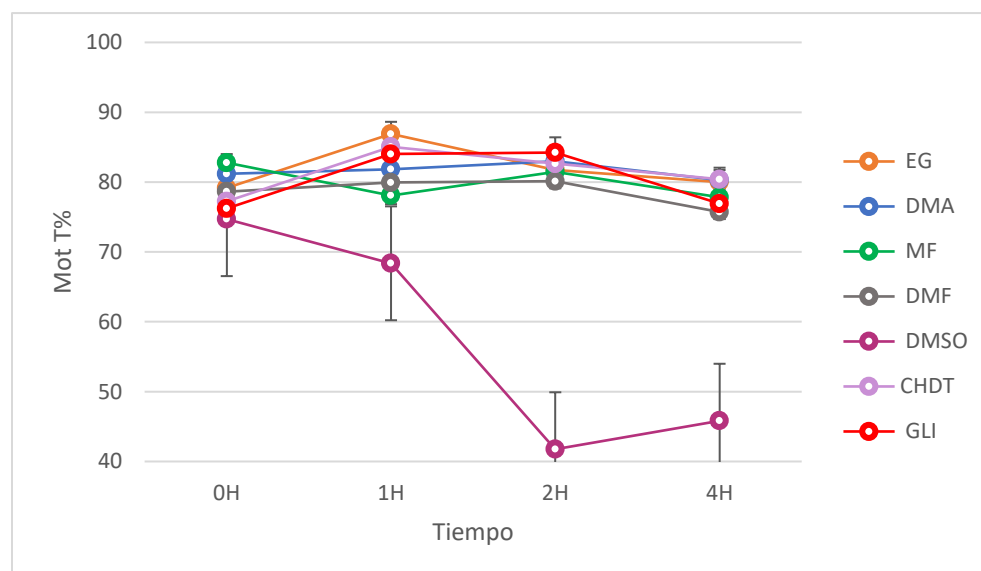


Gráfico 17: Comparación de la evaluación de la citotoxicidad de diferentes crioprotectores sobre la motilidad total en cerdos de raza comercial, en función del tiempo. COM: Comerciales; CRI: Criollos; CHDT: Testigo HDT; GLI: Glicerol; EG: Etilenglicol; DMA: Dimetilacetamida; MF: Metilformamida; DMF: Dimetilformamida; DMSO; Dimetilsulfóxido. **P=<0.0001.**

En el caso de la característica de **Mot P** (**Gráfico 18**) se observa que ninguno de los crioprotectores mejora su efecto de conservación a través del tiempo, en comparación con el tratamiento **THDT**, sin embargo, los crioprotectores **EG** ($54.23 \pm 2.69\%$) y **GLI** ($52.62 \pm 4.35\%$) son los que presentaron un mejor comportamiento con respecto a los otros, durante la primera hora posterior a la adición. En el caso de los crioprotectores del grupo de las amidas (**DMA**, **MF** y **DMF**), el **DMF** es el que generó los mejores resultados, así también, se observa que tiene un comportamiento similar al de **EG** y **GLI**, alcanzando su punto más alto de motilidad durante la primera hora ($47.51 \pm 5.51\%$) y un declive en las horas posteriores, sin embargo, a pesar de que las **Mot P** son inferiores, estas no representan una diferencia ($P > 0.05$). Este resultado tiene relación con lo mencionado por **García et al. (2020)**, en donde describen que las amidas en concentraciones elevadas (7%) generan una disminución de la motilidad espermática con relación a concentraciones bajas (3%), esto debido a que concentraciones mayores al 3% pueden generar efectos citotóxicos sobre las células espermáticas.

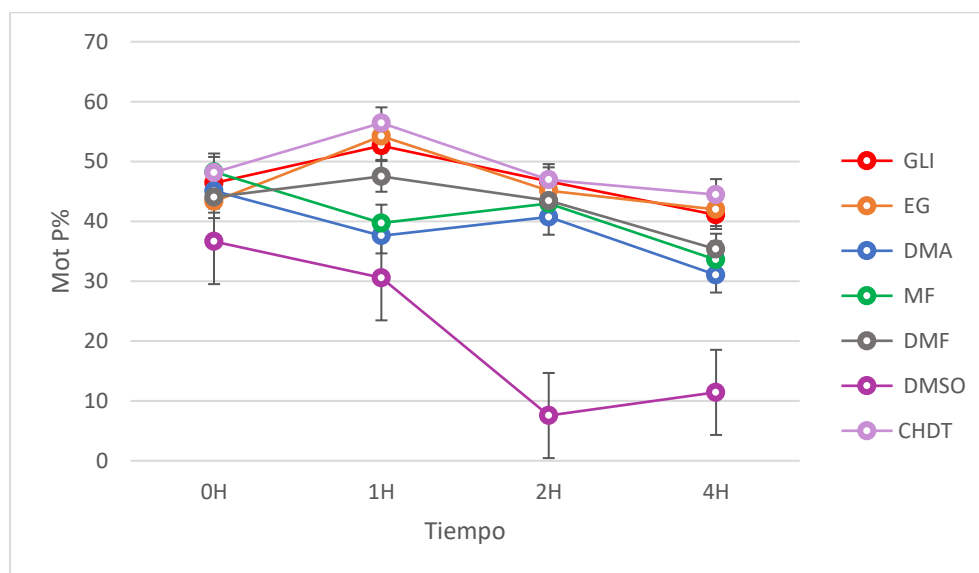


Gráfico 18: Comparación de la evaluación de la citotoxicidad de diferentes crioprotectores sobre la motilidad progresiva en cerdos de raza comercial, en función del tiempo. COM: Comerciales; CRI: Criollos; CHDT: Testigo HDT; GLI: Glicerol; EG: Etilenglicol; DMA: Dimetilacetamida; MF: Metilformamida; DMF: Dimetilformamida; DMSO; Dimetilsulfóxido. **$P < 0.0001$.**

En el caso de cerdos criollos (**Gráficos 19 y 20**), se pudo observar cómo los valores obtenidos en **Mot P** y **Mot T**, no presentaron diferencias significativas (**Mot T** $P=0.46$ y **Mot P** $P=0.44$) relacionadas al efecto tiempo (**T0**: 0h, **T1**: 1h, **T2**: 2h y **T4**: 4h), no obstante, sí existieron diferencias (**Mot T** $P<0.0001$ y **Mot P** $P<0.0001$) relacionadas al crioprotector (tratamiento) utilizado, además no se encontraron diferencias (**Mot T** $P=0.22$ y **Mot P** $P=0.13$) relacionadas a la interacción entre el crioprotector y las horas de explosión a los crioprotectores.

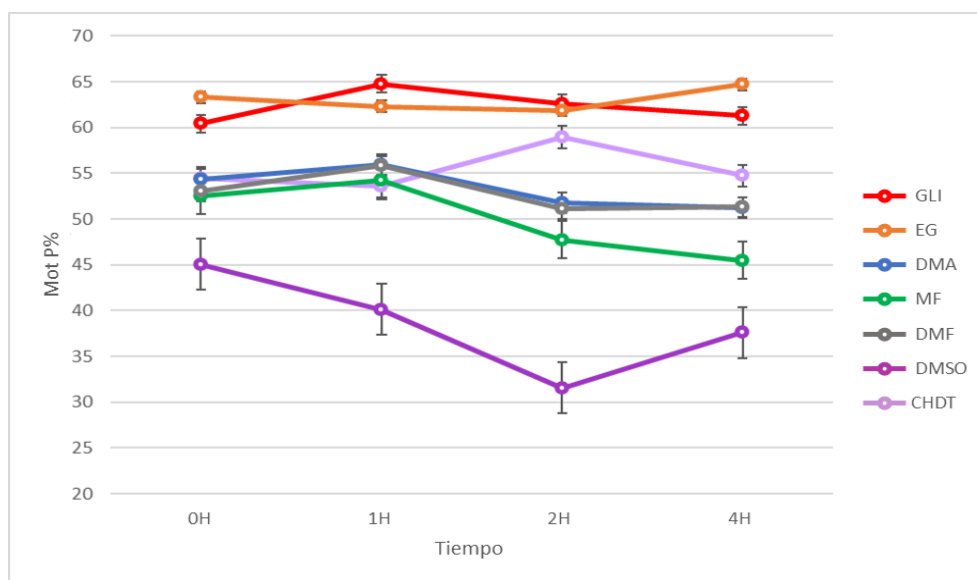


Gráfico 19: Comparación de la evaluación de la citotoxicidad de diferentes crioprotectores sobre la motilidad total en cerdos criollos “*Ts’udi Xirgo*”, en función del tiempo. COM: Comerciales; CRI: Criollos; CHDT: Testigo HDT; GLI: Glicerol; EG: Etilenglicol; DMA: Dimetilacetamida; MF: Metilformamida; DMF: Dimetilformamida; DMSO; Dimetilsulfóxido. $P=0.22$.

En cuanto a la evaluación de motilidad progresiva (**Gráfico 20**), se pudo identificar que los crioprotectores que presentan mejores motilidades son **GLI y EG**, indicando su mayor pico durante la primera hora, y durante la cuarta hora, posterior a la adición del crioprotector.

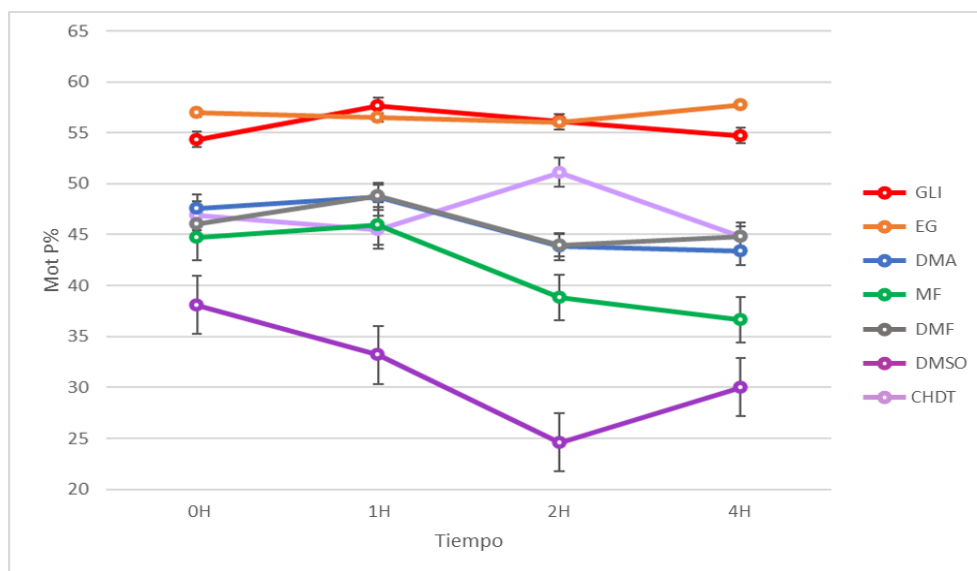


Gráfico 20: Comparación de la evaluación de la citotoxicidad de diferentes crioprotectores sobre la motilidad progresiva en cerdos criollos “*Ts’üdi Xirgo*”, en función del tiempo. COM: Comerciales; CRI: Criollos; HDT: Testigo HDT; GLI: Glicerol; EG: Etilenglicol; DMA: Dimetilacetamida; MF: Metilformamida; DMF: Dimetilformamida; DMSO; Dimetilsulfóxido. $P=0.13$.

En el caso del comportamiento de las amidas (**DMA, MF y DMF**), estas no presentan diferencias ($P>0.05$) con respecto al tratamiento **THDT**. Sin embargo, vale la pena señalar que se presentaron menores valores de motilidad progresiva al utilizar el crioprotector **DMSO**, con una tendencia a motilidades más bajas a las 2 horas post adición.

Blanch et al. (2014), mencionan que el glicerol y la yema de huevo son los crioprotectores más comúnmente usados en la crioconservación seminal, aunado a esto **Ma et al. (2022)**, describen que la adición de glicerol ayuda a mantener el volumen celular y la interacción iónica durante la crioconservación, encontrando, incluso, que los espermatozoides pueden almacenarse durante 24 horas a 5°C, sin perder motilidad ni capacidad fecundante, estas características se pueden observar en esta investigación, con el comportamiento que presento el glicerol, tanto en los eyaculados de los cerdos criollos vs comerciales. Hay que destacar que el uso de glicerol puede tener efectos osmóticos y tóxicos sobre las membranas celulares, provocando una disminución en la motilidad, así como en la capacidad fecundante de las células, sugiriendo así, el uso de Etilenglicol, como un crioprotector que puede sustituir al uso de glicerol, ya que, se ha identificado que este ha mostrado

efectos crioprotectores superiores tanto en espermatozoides de humano, como de bovino, del mismo modo, en su estudio, encontraron mejoras en la motilidad, anomalías e integridad del acrosoma, al utilizar el etilenglicol (**Swelum et al., 2011**).

Los resultados obtenidos en esta investigación reflejan similitudes a lo expuesto por otros autores, ya que es evidente que existe una mejor motilidad progresiva en los espermatozoides de cerdo criollos, al utilizar el crioprotector **GLI** y **EG**. Es por ello, que se puede establecer que, el uso de **GLI** y **EG** podrían ser los más efectivos para diseñar protocolos de crioconservación, permitiendo tener buenos resultados en la motilidad progresiva postdescongelación para el caso de los eyaculados de los sementales criollos de la raza ***Ts'üdi Xirgo***.

6. CONCLUSIONES.

Con lo presentado en esta investigación se puede concluir lo siguiente:

1. Se puede observar que las características del semen de cerdos criollos se encuentran dentro de los parámetros establecidos por otros autores, por lo que se podría considerar que estos presentan un buen potencial reproductivo.
2. El uso de glicerol y etilenglicol, a una concentración del 6%, pueden ser una opción viable para definir un protocolo de congelamiento seminal, ya que demostraron tener una mejor capacidad para mantener la motilidad de los espermatozoides de cerdo.
3. El tiempo también resulta ser un factor importante, denotando que 1 hora de adaptación con los crioprotectores, permite obtener mejores resultados, siendo una opción viable para la definición de protocolos de crioconservación en cerdos de la raza Ts'üdi Xirgo.
4. Los cerdos criollos han demostrado tener un comportamiento diferente con respecto a los cerdos comerciales en las evaluaciones realizadas, por lo que se espera que los cerdos criollos puedan tener una mejor respuesta a la cripreservación.
5. Con los resultados obtenidos se puede trabajar en un protocolo de crioconservación que permita la conservación a largo plazo de espermatozoides de la raza Ts'üdi Xirgo y así, establecer las estrategias necesaria para lograr formar un banco de germoplasma.
6. El panorama en la conservación a largo plazo de células espermáticas de cerdos criollos sigue siendo muy amplio, sin embargo, tomando en cuenta los resultados que muestran una mejor adaptación de cerdos criollos en comparación con cerdos comerciales, se vuelve interesante indagar en las características que le estarían confirmando esa adaptabilidad.

7. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.

- 1) Abrego, N. 2019. Efecto del glutatión reducido (GSH) sobre la calidad espermática de verraco bajo condiciones de trópico subhúmedo. Tesis para obtener el grado de Maestro. Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo, Instituto de Investigaciones Agropecuarias y Forestales. Michoacán, México.
- 2) Alfonso-Pardo, S., Mahecha-Ledesma, L., Gallego-Castro, L. A., & Angulo-Arizala, J. 2023. Potential use of porcine zoogenetic resources (*Sus scrofa domestica*) in silvopastoral, for family livestock production systems. *Agronomía Mesoamericana*, 34(3), 53662. <https://doi.org/10.15517/am.2023.53662>
- 3) Allendorf, F. W., Byrne, M., Luikart, G., Aitken, S. N., Funk, W. C. (2022). Small populations and genetic drift. In *Conservation and the Genomics of Populations*, 3rd edn. Oxford University Press. <https://doi.org/10.1093/oso/9780198856566.003.0006>
- 4) Álvarez-Gallardo, H. 2011. Efecto de la adición de dos proteínas ligadoras de heparina al semen bovino congelado, en un programa de inseminación artificial en el trópico. Tesis para obtener el grado de Maestro. Universidad Nacional Autónoma de México, Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. Estado de México, México.
- 5) Álvarez-Gallardo, H., Urbán-Duarte, D., Martínez-Quintana, J. A., Román-Ponce, S. I., & RojasAnaya, E. 2024. Advances in the Characterization of Creole Cattle from Nayarit, Chihuahua, and Baja California Sur. *Agro Productividad*. <https://doi.org/10.32854/agrop.v17i9.3043>
- 6) Amann, R., Waberski D. 2014. Computer-assisted sperm analysis (CASA): capabilities and potential developments. *Theriogenology*. 81(1), pp:5-17
- 7) Aprahamian T. 2025. Proceso celular: ¿Cómo se evalúa la citotoxicidad? © 2025 Tecnología de señalización celular, Inc. Proceso celular: cómo evaluar la citotoxicidad celular
- 8) Ariagno, J. y Mormandi, E. 2016. Guía práctica para la evaluación del semen. *ByPC*; 80(3):29-36.

- 9) Atencio-García, V., Dorado, M., Montes, C., Prieto-Guevara, M., Espinosa-Araujo, J. 2017. Crioconservación de semen de dorada *Brycon moorei* con dimetilsulfóxido. *Revista Colombiana de Biotecnología*, XIX (2), pp. 87-94.
- 10) Atencio-García, Víctor, Cabrales-Hessen, Soad Samira, & Espinosa-Araujo, José Alonso. (2021). Efecto de etilenglicol y leche en polvo en la criopreservación de semen de bocachico *Prochilodus magdalenae*. *Revista Colombiana de Biotecnología*, 23 (2), 25-35.
- 11) Ávila-Portillo, L.M., Madero, J.I., López, C., León, M.F., Acosta, L., Gómez, C., Delgado, L.G., Gómez, C., Lozano, J.M., Reguero, M.T. (2006). Fundamentos de criopreservación. *Revista colombiana de obstetricia y ginecología*, 57(4), 291-300.
- 12) Bailey, J., Lessard, C., Jacques, J., Brèque, C., Dobrinski, I., Zeng, W., Galantino-Homer, H. 2008. Cryopreservation of boar semen and its future importance to the industry. *Theriogenology*. 70(8):1251-9.
- 13) Barquero, V., Viquez, L., Calderón-Calderón, J., Valverde, A. 2021. Frecuencia de fotogramas óptima para evaluar la cinética espermática de verracos con un sistema CASA-Mot 1. *Agronomía Mesoamericana*, vol. 32, núm. 1. pp 17.
- 14) Bathgate, R. 2022. Male Reproductive Anatomy and Physiology. En Chenoweth, P. (Ed.). *Manual of Animal Andrology*. pp: 10-18. University of Wisconsin-Madison, USA.
- 15) Bernardino, T. 2021. Boar welfare influence the quality of the gametes. Tesis para obtener el grado de Doctor. Universidad de Sao Paulo, Escuela de Medicina Veterinaria y Ciencia Animal. Pirassununga.
- 16) Blackburn H., Silversides F., Purdy P. 2009. Inseminating fresh or cryopreserved semen for maximum efficiency: implications for gene banks and industry. *Poult Sci*. 88(10):2192-8.
- 17) Blanch, E., Tomás, C., Hernández, M., Roca, J., Martínez, E., Vázquez, J., Mocé, E. 2014. Egg yolk and glycerol requirements for freezing boar spermatozoa treated with methyl β -cyclodextrin or cholesterol-loaded cyclodextrin. *J Reprod Dev*, 60(2):143-9.

- 18) Bolarin, J. Berndtson, F. Tejerina, S. Cobos, C. Pomarino, F. D'Alessio, H. Blackburn, K. Kaeoket, Boar semen cryopreservation: State of the art, and international trade vision, *Animal Reproduction Science*, Volume 269, 2024, 107496, ISSN 0378-4320, <https://doi.org/10.1016/j.anireprosci.2024.107496>.
- 19) Bosch, E., De Vos, M., Humaidan, P. 2020. The Future of Cryopreservation in Assisted Reproductive Technologies. *Front. Endocrinol.* 11:67.
- 20) Bossé, M. (2019). Una perspectiva genómica sobre la domesticación del cerdo. Ed. Fabrice Teletchea. DOI 10.5772/67910
- 21) Bosse, M. 2018. A Genomics Perspective on Pig Domestication. In (Ed.), *Animal Domestication*. IntechOpen.
- 22) Brinsko, S., Blanchard, T., Varner, D., Schumacher, J., Love, C., Hinrichs, K., Hartman, D. 2011. CHAPTER 13 - Examination of the Stallion for Breeding Soundness, Editor(s): Steven P. Brinsko, Terry L. Blanchard, Dickson D. Varner, James Schumacher, Charles C. Love, Katrin Hinrichs, David L. Hartman. *Manual of Equine Reproduction (Third Edition)*, Mosby, pp: 176-206.
- 23) Buranaamnuay K. 2019. Comparison of different methods for sperm vitality assessment in frozen-thawed Holstein bull semen. *Thai J Vet Med.* 49(3): 249-255
- 24) Caamaño J.N., Tamargo C., Parrilla I., Martínez-Pastor F., Padilla L., Salman A. Fueyo C., Fernández A., Merino M.J., Iglesias T., Hidalgo C.O. 2021. Post-Thaw Sperm Quality and Functionality in the Autochthonous Pig Breed Gochu Asturcelta. *Animals*, 11(7), 1885.
- 25) Caiza D. 2009. Manejo de verracos para la obtención y procesamiento de semen porcino e inseminación artificial. Tesis de Licenciatura. Escuela Politécnica Nacional. México
- 26) Cambra Bort, J.M. 2021. Advances in swine embryo production and transfer. Avances en la producción y transferencia de embriones porcinos. Proyecto de investigación: Tesis doctoral, Universidad de Murcia. <http://hdl.handle.net/10201/111663>
- 27) Cardona, W., Olivera, M., Cadavid, Á. 2006. Evaluación de la reacción acrosomal inducida por el ionóforo de calcio: una aproximación más real de la capacidad

- fecundante del espermatozoide. *Archivos Españoles de Urología*. 59(5), 501-510.
- 28) Cardona-Maya, W., Cadavid, A. 2005. Evaluación de la reacción acrosomal en espermatozoides humanos inducida por los monosacáridos manosa y N-acetilglucosamina. *Actas Urológicas Españolas*. 29(7), pp: 676-684
- 29) Carrasco, J., Ayala, E., García, P., Molina, O., Rubio, V.G. 2021. Aplicación de biotecnologías reproductivas para el desarrollo de la ovinocultura en la región de los volcanes. Actualidad y Prospectiva de la Investigación Científica en el Centro Universitario Amecameca de la Universidad Autónoma del Estado de México, 130.
- 30) Castellanos, N. 2017. Porcicultura mexicana: pasado, presente y futuro (I). *El Economista*. Recuperado 20 de septiembre de 2022, de <https://www.eleconomista.com.mx/opinion/Porcicultura-mexicana-pasado-presente-y-futuro-I-20170424-0007.html>
- 31) Chan C. 2019. Caracterización de los parámetros de calidad espermática en verracos pelón de Yucatán. Tesis para obtener el grado de Maestro. Tecnológico Nacional de México. Yucatán, Mexico.
- 32) Chan C.R. 2019. Caracterización de los parámetros de calidad espermática en verracos pelón de Yucatán. Tesis de maestría. Tecnológico Nacional de México.
- 33) Chan, C., Mukul, C., Sierra, A., Ortiz, J., Rodríguez, J., Canul, M., Bojórquez J., Tamayo-Canul, J. 2015. Comportamiento sexual y calidad seminal en verracos pelón mexicano de Yucatán.
- 34) Chanda, D., Calargo, J., Danuzzo, T., Ortiz, L., Konrad, J., Maldonado-Vargas, P. 2019. Evaluación de semen descongelado: determinación de la concentración espermática. XL Sesión de Comunicaciones Científicas 201. Facultad de Ciencias Veterinarias - UNNE ISSN 2451-6732
- 35) Córdova, A., Iglesias, E., Ruiz, G., Huerta, R., Mendez, M., Villa, A., Gomez, A., Guerra, J., Juárez, M., Sanchez, R. 2020. Importancia Económica de la Porcicultura. Los Porcicultores y su Entorno. BM Editores.
- 36) Córdova, A., Pérez, J., Méndez, W., Villa, A., Huerta, R. 2015. Obtención, evaluación y manipulación del semen de verraco en una unidad de producción

- mexicana. Rev. vet. 26 (1): 69-74,73. Revista electrónica de Veterinaria – ISSN 1695-7504 18 N° 10.
- 37)Costa, D., Faria, F., Fernandes, C., Silva, J., Auharek, S. 2013. Testis morphometry and kinetics of spermatogenesis in the feral pig (*Sus scrofa*). Anim Reprod Sci. 142(1-2), pp:63-70.
- 38)DAD-IS. Sistema de Información sobre la Diversidad de los Animales Domésticos. 2022. Hoja de Datos de la Raza. FAO.
- 39)DAD-IS. Sistema de Información sobre la Diversidad de los Animales Domésticos. 2023. Hoja de Datos de la Raza. FAO.
- 40)De Loera, Y. 2016. Efecto de la fuente y nivel de zinc en el comportamiento productivo de machos no castrados (40-110 kg) y su relación con el comportamiento sexual. Tesis para obtener el grado de Doctor. Universidad Complutense de Madrid Facultad de Veterinaria Departamento de Fisiología (Fisiología Animal). Madrid, España.
- 41)Del Valle, A. 2017. Evaluación de la calidad espermática de sementales porcinos utilizados en la monta natural REDVET. Revista Electrónica de Veterinaria, vol. 18, núm. 10, pp. 1-17
- 42)Del Valle, A. 2017. Evaluación de la calidad espermática de sementales porcinos utilizados en la monta natural REDVET. Revista Electrónica de Veterinaria, vol. 18, núm. 10, pp. 1-17
- 43)Delsart, M., Pol, F., Dufour, B., Rose, N., Fablet, C. 2020. Pig farming in alternative systems: strengths and challenges in terms of animal welfare, biosecurity, animal health and pork safety. Agriculture, 10(7), 261.
- 44)Djimènou, D., Adoligbé, C., Aboh, A., Amagnidé, A., Osei-Amponsah, R., Edénakpo, A., Tobada, P., Koudandé D. 2021. Assessment of the reproductive performances of native sows in Southern Benin. Transl Anim Sci. 5(2), pp: 7
- 45)Domínguez-Rebolledo, Á., Herrera-Herrera, J., Ramón-Ugalde, J., Aguilar-Urquiza, E., Loeza-Concha, H., Sanginés-García, J. 2023. Efecto de diferentes crioprotectores sobre la criopreservación del semen de cerdo Pelón Mexicano. Abanico Veterinario, 13, e2022-39

- 46) Dziekońska A, Świąder K, Koziorowska-Gilun M, Mietelska K, Zasiadczyk Ł, Kordan W. 2017. Effect of boar ejaculate fraction, extender type and time of storage on quality of spermatozoa. *Pol J Vet Sci*;20(1):77-84.
- 47) Espinosa S. 2017. Procesamiento de semen de calidad y preparación de dosis. En Trujillo M.E., Contreras A.J., Espinosa S. et al., *El verraco*. (pp.96- 106). UNAM.
- 48) Estrada S.G. 2008. Efecto del virus de "Ojo blanco"; asociado a leucospermia sobre la calidad y viabilidad espermática en verracos. Tesis de maestría. Universidad Autónoma Metropolitana. Unidad Xochimilco.
- 49) FAO. 2010. La situación de los recursos zoogenéticos mundiales para la alimentación y la agricultura. Editado por Barbara Rischkowsky y Dafydd Pilling. Comisión de Recursos Genéticos para la Alimentación y la Agricultura. Roma. ISBN 978-92-5-305762-7
- 50) FAO. Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura. 2013. Panorama de la seguridad alimentaria y nutricional en México. Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación de los Estados Unidos Mexicanos. México. ISBN 978-92-5-307622-2.
- 51) Fernández-Solis, O., Aldaco, R., Guevara-González, J., De Loera-Ortega, Y., Vallejo, R., García-Contreras, A. 2024. Cerdo patamuleño de la cuenca del papaloapan. Descripción de una UPCPCP con fin zootécnico de producción de carne para abasto. Capítulo V Sistemas ganaderos sustentables y desarrollo ganadero local. Breve recorrido por la investigación de recursos zoogenéticos en México. Pp. 241-245. Editorial. Universidad Autónoma "Benito Juárez" de Oaxaca, México. ISBN versión electrónica: 978-607-8815-27-2
- 52) Frangez, R., Gider, T., Kosec, M. 2005. Frequency of Boar Ejaculate Collection and its Influence on Semen Quality, Pregnancy Rate and Litter Size. *Acta Vet. Brn.* 74: 265-273.
- 53) Gadea, J. 2025. Evaluación de la morfología y morfometría del semen de verraco. En: Álvarez-Rodríguez, M. (eds.) *Espermatología. Métodos en Biología Molecular*, vol. 2897. Humana, Nueva York, NY. https://doi.org/10.1007/978-1-0716-4406-5_3

- 54)García F.A., Llamas P., Hernández I., Matas C., Luongo C. 2022. ¿Qué fracciones del eyaculado debo incluir para preparar las dosis de inseminación artificial? https://www.3tres3.com/es-mx/articulos/%C2%BFque-fracciones-del-eyaculado-usamos-para-las-dosis-de-ia-en-cerdos_13808/
- 55)García R. 2020. Complejo ciclodextrina-colesterol y su efecto sobre la calidad de espermatozoides conservados a 5°C. Tesis de maestría. Universidad Michoacán de San Nicolás de Hidalgo.
- 56)García-Contreras, A. 2011. Efecto de la fuente de zinc en la morfometría testicular y epididimaria, así como su relación con la producción y calidad seminal del verraco. Tesis para obtener el grado de Doctor. Universidad Complutense De Madrid, Facultad De Veterinaria, Departamento de Fisiología (Fisiología Animal). Madrid, España.
- 57)García-Contreras, A., De Loera, Y., Guevara, J., Rodriguez, J., Medina, C., Rivera, U., Segura, M., Martinez, Y. 2021. Recuperación de la población del cerdo negro peludo (Ts'udi xirgo) del valle del mezquital. Revista de la Academia Veterinaria Mexicana. Vol. LVII (2020-2021), pp. 91-104
- 58)García-Vázquez, F. A., Luongo, C., Garrappa, G., & Tobón, E. R. 2020. Reproductive Biotechnologies Applied to Artificial Insemination in Swine. In *Biotechnologies Applied to Animal Reproduction* (pp. 283-323). Apple Academic Press.
- 59)García-Winder, M., Chavarría, H. 2017. The Outlook for Agriculture and Rural Development in the Americas: A Perspective on Latin America and the Caribbean 2017-2018. Economic Commission for Latin America and the Caribbean (ECLAC), Food and Agriculture Organization of the United Nations (FAO), and Inter-American Institute for Cooperation on Agriculture (IICA).
- 60)Geisert, R., Sutvosky, P., Lucy, M., Bartol, F., Meyer, A. 2020. Animal Agriculture. Reproductive physiology of swine, pp: 263–281. Elsevier.
- 61)Giuffra, E., Kijas, J., Amarger, V., Carlborg, Ö., Jeon, J., Andersson, L. 2000. The Origin of the Domestic Pig: Independent Domestication and Subsequent Introgression. Genetics. 154 (4), pp. 1785-1791.

- 62)Gómez M. 2012. Contrastación Seminal de Cinco Variedades de Ibérico (Manchado de Jabugo, Retinto, Torbiscal, Entrepelado y Lampiño) y Estudio de la Fertilidad y Prolificidad Utilizando Semen Refrigerado de la Variedad Torbiscal. Tesis de Licenciatura. Escuela Superior Politécnica de Chimborazo.
- 63)Gómez-Pérez, R. 2007. Análisis del Espermograma. *Revista Venezolana de Endocrinología y Metabolismo*, 5(2), 19-20.
- 64)González-Castro, R., Peña, F., Herickhoff, L. 2022. Validación de un nuevo protocolo multiparamétrico para evaluar la viabilidad, la integridad acrosómica y la actividad mitocondrial en espermatozoides de verraco refrigerados, congelados y descongelados. *Citometría Parte B: Citometría Clínica*, 102 (5), 400-408 . <https://doi.org/10.1002/cyto.b.22058>
- 65)Guiffra, E., Kijas, J.M.H., Amarger, V., Calborg, Ö., Jeon, J.T. y Andersson, L. 2000. The origin of the domestic pigs: independent domestication and subsequent introgression. *Genetics*, 154(4): 1785–1791.
- 66)Hassan, F., Holtz,W. 2021. Passage of spermatozoa through the epididymis of the boar (*Sus scrofa domesticus*). *Theriogenology*. 161, pp: 126-130,
- 67)Hernández I. 2012. Evaluación de la calidad espermática de sedimentos porcinos utilizados en la montaña natural. Tesis para obtener el grado de Maestro. Universidad Central “Marta Abreu” de las Villas.
- 68)Hernández, A., García Munguía, C., García Munguía, A., Ortiz Ortiz, J., Sierra Vásquez, A., Morales Flores, S. 2020. Sistema de producción del Cerdo Pelón Mexicano en la Península de Yucatán. *Nova scientia*, 12(24)
- 69)Herrera-Barragán, A. 2000. Reacción acrosomal en espermatozoides de verracos con problemas reproductivos. Tesis para obtener el grado de Maestro. Universidad Autónoma Metropolitana Unidad Iztapalapa. Departamento de Ciencias Biológicas y de la Salud. Distrito Federal, Mexico.
- 70)Huang, Y., Liu, S., Yang, T. 2012. Age-related changes in semen quality characteristics and of porcine semen. *Biol. Res.*, Santiago, 45(4) p. 381-386
- 71)Hufana-Duran, D., Mallari, R., Suba, D., Duran, P., Abella, E., Mamuad, F. 2015. Hypo-osmotic swelling test for membrane integrity evaluation of frozen-thawed

- water buffalo (*Bubalus bubalis* Linn) spermatozoa. *Revista Filipina de Ciencia*. 144. 209-219.
- 72)INTAGRI. 2019. *Sistemas de Producción Porcina*. Instituto para la innovación tecnológica en la agricultura.
- 73)Jiménez, H., Bejarano, D., Velázquez, J., Rivera, E., Rugeles, L., González, C. 2021. Current Status of the Animal Germplasm Bank in Colombia: Organization and Management. *Archivos Latinoamericanos De Producción Animal* 29 (3-4), 151-62. <https://doi.org/10.53588/alpa.293408>.
- 74)Jovičić M., Chmelíková E., Sedmíková M. 2020: Cryopreservation of boar semen. *Czech J. Anim. Sci.*, 65: 115–123
- 75)Jovičić M., Chmelíková E., Sedmíková M. 2020. Cryopreservation of boar semen. *Czech J. Anim. Sci.*, 65: 115–123
- 76)Lander, B., Schneider, M., Brunson, K. 2020. A history of pigs in China: From curious omnivores to industrial pork. *The Journal of Asian Studies*, 79(4), 865-889.
- 77)Lemus-Flores, C., Alonso-Morales, R., Toledo-Alvarado, H., Sansor-Nah, R., Burgos-Paz, W., Dzib-Cauich, D. 2020. Genetic diversity and population structure of Yucatan black hairless pig using SNP50K chip. *Abanico veterinario*, 10 (106). 1-12.
- 78)Lenis, Y., López-Cardona, A., Morales, Ar., Giraldo-Echeverri, C., Pineda, C., Olivera-Angel, M. 2014. Cultivo de células del tracto reproductivo de la hembra bovina. Fondo Editorial Biogenesis. 10.13140/2.1.2165.3280.
- 79)Leno-Colorado, J., Guirao-Rico, S., Pérez-Enciso, M., Ramos-Onsins, S. E. 2022. Pervasive selection pressure in wild and domestic pigs. *bioRxiv*, 2020-09.
- 80)Linares, V., Linares, L., Mendoza, G. 2011. Ethnic-Zootectnic characterization and meat potential of *Sus scrofa* “creole Pig” in Latin America. *Scientia Agropecuaria*. 2(2): 97-110.
- 81)López Rodríguez, A., Van Soom, A., Arsenakis, I., Maes, D. 2017. El manejo del verraco y los factores de manejo del semen afectan la calidad del semen extendido del verraco. *Porc Health Manag* 3, 15.

- 82) Luongo C., Llamas-López P., Hernández-Caravaca I., Matás C., García-Vázquez F. 2022. Should All Fractions of the Boar Ejaculate Be Prepared for Insemination Rather Than Using the Sperm Rich Only? *Biology (Basel)*.11(2):210. doi: 10.3390/biology11020210.
- 83) Ma, L., Kim, D., Jung, E., Lee, W., Hwang, J., Bae, J., Jung, D., Yi, J., Lee, S., Ha, J., Kwon, W. 2022. Effect of glycerol addition time on the cryopreserved Korean native brindle cattle (Chikso) sperm quality. *Anim Reprod*, 19(1).
- 84) Maistrelli, C., Schmicke, M., Hoedemaker, M., Siebert, U. 2022. An Approach for Investigating Sexual Maturity in Wild Boar Males: Testosterone and 17B-Estradiol Analysis. *Animals* .12 (2295), pp: 11
- 85) Mariante, A. D. S., do SM Albuquerque, M., Egito, A. D., McManus, C., Lopes, M. A., & Paiva, S. R. 2009. Present status of the conservation of livestock genetic resources in Brazil. *Livestock Science*, 120(3), 204-212.
- 86) Mercado, E., Tomás-Almenar, C., Gómez-Izquierdo, E. 2020. Mejora de la motilidad del esperma de verraco tras la criopreservación. *Ciencias de la Reproducción Animal*. 222
- 87) Monteiro, M. S., Torres, M. A., da Silva Passarelli, M., Martins, M. P., Ravagnani, G.M., Papa, F.O., de Andrade, A. F. C. 2022. Impact of cryopreservation protocols (one-and two-step) on boar semen quality at 5° C and post-thawing. *Animal Reproduction Science*, 247, 107093
- 88) Montoya Páez, J.D., Úsuga Suarez, A., Restrepo Betancur, G. 2023. Donkey semen cryopreservation: Alternatives with permeable, non-permeable cryoprotectants and seminal plasma. *Reproduction in Domestic Animals*, 58(4), 486-495.
- 89) Moscoso, A.L., Maldonado, M.E., Alvarado, J.C., Argudo, D.E., Samaniego, J.X., Galarza, D.A. 2022. Caracterización cinemática de espermatozoides criopreservados de tres biotipos de gallos criollos ecuatorianos. *Latin American Archives of Animal Production*, 30(Supl. 2), 111-113.
- 90) Muiño Otero, Rodrigo: 2008. Evaluación de la motilidad y viabilidad del semen bovino mediante el uso de sistemas CASA y citometría de flujo, identificación de subpoblaciones espermáticas. Tesis Doctoral. Santiago de Compostela:

Universidade. Servizo de Publicacións e Intercambio Científico. ISBN: 978-84-9750-988-6.

- 91) Núñez R.; Ramírez R., Saavedra L.A. y García J.G. 2016. La adaptabilidad de los recursos zoogenéticos Criollos, base para enfrentar los desafíos de la producción animal. *Archivos de Zootecnia*. 65 (251): 461-468.
- 92) Oberlender, G., Murgas, L., Zangeronimo M., Silva A.C., Pereira L. 2012. Influence of Ejaculation Time on Sperm Quality Parameters in High Performance Boars. *Journal of Animal Science Advances*. 2(5): 499-509.
- 93) OCDE. 2019. Exámenes de mercado en México: Estudio de caso del mercado de la carne de cerdo.
- 94) Olmedo, A., Veríssimo, D., Challender, D., Dao, H., Milner-Gulland, E. 2021. *Who eats wild meat? Profiling consumers in Ho Chi Minh City, Vietnam. People and Nature*. 00, pp: 11.
- 95) OPORMEX. 2025. Mercado Nacional. Avance de la producción de cerdo, carne en canal. México. Recuperado de <https://opormex.org.mx/mercado-nacional/>.
- 96) Orrala, Z. 2021. CARACTERIZACIÓN ZOOMÉTRICA DE CERDOS CRIOLLOS (*Sus scrofa domesticus*) EN LA PARROQUIA SIMÓN BOLÍVAR-SANTA ELENA. Trabajo de Integración Curricular. Tesis de Titulación. Universidad Estatal Península de Santa Elena. La Libertad, Ecuador.
- 97) Pardo E. 1996. Compendio de Suicultura. Universidad Nacional Agraria. Facultad de Ciencia Animal. Managua, Nicaragua. 101 pp.
- 98) Parkinson, T. 2019. Reproductive Physiology of Male Animals. En Noakes, D., Parkinson, T., England, D. (Eds.). *Veterinary Reproduction and Obstetrics (Tenth Edition)*, pp: 35-53. W.B. Saunders.
- 99) Parrish J., Willenburg K., Gibbs K., Yagoda K., Krautkramer M., Loether T., Melo, F. 2017. Scrotal insulation and sperm production in the boar. *Mol Reprod Dev*. 84(9):969-978.
- 100) Pezo, F., Romero, F., Zambrano, F., Segundo, R. 2018. Preservation of boar semen: An update. *Reproduction in Domestic Animals*. 54 (3), pp:12.
- 101) Pezo, F., Zambrano, F., Uribe, P., de Andrade, A.F.C., Sánchez, R. 2023. Congelación lenta de esperma de verraco conservado: Comparación de técnicas

- convencionales y automatizadas sobre la calidad funcional postdescongelación mediante una nueva combinación de pruebas de función espermática. *Animals*. 13, 2826. <https://doi.org/10.3390/ani13182826>
- 102) Philippe, M., Quirino, M., Schuch, M., Schultz, C., Vieira, A. D., Mondadori, R., Lucia Jr., T., Moreira, F., Peripolli, V., Marques, M., Bianchi, I. 2024. Use of a one-step freezing protocol for boar sperm with distinct cryoprotectants. *Ciência Rural*, 54(1).
 - 103) Pinzón Arciniegas, S., Mojica Rodríguez, J., Cruz Casallas, P. 2005. Ensayos preliminares sobre crioconservación de semen de bagre rayado (*Pseudoplatystoma fasciatum* Linnaeus, 1766) Orinoquia, 9(2), pp. 28-37.
 - 104) Pinzón Martínez, J.L., Herrera Rueda, L.F. (2022). Lesiones morfológicas y fisiológicas del estrés oxidativo en la criopreservación de la célula espermática del cerdo una revisión de literatura. Universidad Cooperativa de Colombia, Facultad de Ciencias de la Salud, Medicina Veterinaria y Zootecnia, Bucaramanga. <https://hdl.handle.net/20.500.12494/45789>
 - 105) Prieto-Martínez, N., Vilagran, I., Morató, R., Rivera del Álamo, M. M., Rodríguez-Gil, J. E., Bonet, S., Yeste, M. 2017. Relationship of aquaporins 3 (AQP 3), 7 (AQP 7), and 11 (AQP 11) with boar sperm resilience to withstand freeze-thawing procedures. *Andrology*, 5(6), 1153-1164.
 - 106) Primack, R., Wilson, J.W. 2019. Conservation biology in sub-Saharan Africa. Open Book Publishers. Conservation Biology in Sub-Saharan Africa. Published On: 2019-09-08. ISBN EPUB978-1-78374-753-5. <https://doi.org/10.11647/OBP.0177>
 - 107) Přinosilová, P., Kopecká, V., Hlavicová, J. y Kunetková, M. 2014. Prueba de hinchazón hipoosmótica modificada para la evaluación de la sensibilidad de los espermatozoides de toro y verraco a la criopreservación. *Acta Veterinaria Brno*, 83 , 313-319.
 - 108) Ramos-Onsins, S. E., Burgos-Paz, W., Manunza, A., Amills, M. 2014. Mining the pig genome to investigate the domestication process. *Heredity*, 113(6), 471-484.

- 109) Rebollar Alfredo, Gómez Tenorio Germán, Rebollar Samuel, Hernández Martínez Juvencio y González Razo E. 2015. Regional dynamics of pork production in México, 1994-2012. *Agrociencia* 49(4), 455-473.
- 110) Ribas-Maynou, J., Delgado-Bermúdez, A., Garcia-Bonavila, E., Pinart, E., Yeste, M., Bonet, S. 2021. Complete Chromatin Decondensation of pig sperm is required to analyze Sperm DNA breaks with the Comet Assay. *Frontiers in Cell and Developmental Biology*. Vol. 9. pp. 15.
- 111) Rodrigues da Costa, M. 2018. Evaluation of current feeding and management practices in Irish pig production and future strategies for improvement. Tesis para obtener el grado de Doctor. Universitat Autònoma de Barcelona. Departament de Ciència Animal i dels Aliments. Bellaterra, España.
- 112) Rodríguez, R., Wettstein, R. 2004. Quantitative study on guinea pig spermatogenesis shows a relative high percentage of early meiotic prophase stages. *Anat Rec A Discov Mol Cell Evol Biol*. 278(1), ppb<:493-504.
- 113) Rodriguez-Martinez, H., Roca, J., Alvarez-Rodriguez, M., Martinez-Serrano, C. 2022. How does the boar epididymis regulate the emission of fertile spermatozoa?. *Animal Reproduction Science*.246,106829.
- 114) Rosado-Aguilar, J. A., Rodríguez-Vivas, R. I., Bolio-González, M. E., Gutiérrez-Ruíz, E., Aguilar- Caballeron, A. J., Ortega-Pacheco, A., Torres-Acosta, JFJ., Gutiérrez-Blanco, E. 2022. El cerdo pelón mexicano: alternativa alimenticia y principales zoonosis parasitarias. *Bioagrobiencias*, 15(1). ISSN 2007- 431X.
- 115) Rubio-Guillén, J., Quintero-Moreno, A., González Villalobos, D. 2009. Efecto de la criopreservación sobre la integridad de la membrana plasmática y acrosomal de espermatozoides de toros. *Revista Científica*, 19(4), 382-389.
- 116) Saliba, M., Andrade, M., Passarelli, M., Passini, M., Mouro, G., Ozanam, F., Alvarenga, M., Dell'Aqua, J., Shigueki, G., Massami, S., Cesar, A. 2022. Impact of cryopreservation protocols (one- and two-step) on boar semen quality at 5 °C and post-thawing. *Animal Reproduction Science*. Volumen 247.
- 117) Sebastián-Abad B, Llamas-López PJ, García-Vázquez FA. 2021. Relevance of the Ejaculate Fraction and Dilution Method on Boar Sperm Quality during Processing and Conservation of Seminal Doses. *Vet Sci*. 8(12):292

- 118) SEGOB HIDALGO. 2017. Acuerdo económico, mediante el cual se exhorta al titular de la Secretaría de Desarrollo Agropecuario en la Entidad, para que elabore un plan integral que permita fortalecer la producción de carne de cerdo y promover su consumo. Hidalgo, México. 6 pp.
- 119) Segura-Peñafiel, M., De Loera-Ortega, Y, Guevara-González, J., Medina-González, C., Rodríguez Montoya, J., García-Contreras, A. 2021. Caracterización reproductiva de cerdas criollas Ts'üdi Xirgo en unidades de producción de baja densidad. *Revista Mexicana de Agroecosistemas*. Vol. 8 (2). 41-49.
- 120) SENASICA. 2025. Estudio para determinar el impacto económico de la PPC en México. Servicio Nacional de Sanidad, Inocuidad y Calidad Alimentaria. pp 41.
- 121) SIAP. 2025. Población ganadera. Información sobre el número de animales que se crían en el país con fines de producción. Recuperado de <https://www.gob.mx/siap/documentos/poblacion-ganadera-136762>.
- 122) Sierra-Vásquez, A., Ortiz-Ortiz, J., Bojórquez-Cat, J., Canul-Solís, M., Tamayo-Canul, J., Rodríguez-Pérez, J., Sanginés-García, J., Magaña-Magaña, M., Montes-Pérez, R., Segura-Correa, J. 2016. Conservación y uso sustentable del cerdo pelón en Yucatán. *Quehacer Científico en Chiapas* 11: 13-28.
- 123) Simonik O., Bubenickova F., Tumova L., Frolikova M., Sur V., Beran J., Havlikova K., Hackerova L., Spevakova D., Komrskova K., Postlerova P. 2022. Boar Sperm Cryopreservation Improvement Using Semen Extender Modification by Dextran and Pentaisomaltose. *Animals (Basel)*. 12(7):868. doi: 10.3390/ani12070868.
- 124) Stewart, K., Knox, R. 2022. Applied Animal Andrology: Boar. En Chenoweth, P. (Ed.). *Manual of Animal Andrology*. pp: 10-18. University of Wisconsin-Madison, USA.
- 125) Stornelli, M., Sota, R. 2016. Manual de reproducción de animales de compañía. Editorial de la Universidad Nacional de La Plata (EDULP).
- 126) Suárez-Mesa, R., Estany, J., Rondón-Barragán, I. 2021. Semen quality of Colombian Creole as compared to commercial pig breeds. *Tropical Animal Health and Production*, 53(1): pp. 9.

- 127) Swelum, A., Mansour, H., Elsayed, A., Amer, H. 2011. Comparing ethylene glycol with glycerol for cryopreservation of buffalo bull semen in egg-yolk containing extenders, *Theriogenology*, 76(5), pp: 833-842.
- 128) Trujillo-Ortega, M., Contreras, A., Espinoza, S., Gutiérrez, O., Hernández, E., Nava, J., Martínez-Gamba, R., Martínez, R., Rojas, J., Sánchez, M. 2017. El Verraco. Ciudad de México: Universidad Nacional Autónoma de México, Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, departamento de Medicina y Zootecnia de Cerdos.
- 129) Tsakmakidis I.A., Lymberopoulos A.G., Khalifa A.A. 2010. Relationship between sperm quality traits and field-fertility of porcine. *Journal of Veterinary Science*. 11(2):151-154.
- 130) USDA. 2025. Meat Market Review: Overview of global market developments in 2024. Rome.
- 131) Valverde, A., Barquero, V., Carvajal, V. 2021. Biotecnología aplicada al estudio de la movilidad del semen porcino. *Agronomy Mesoamerican*, 662-680.
- 132) Valverde, A., Madrigal-Valverde, M., Zambrana-Jimenez, A. 2018. Evaluación de la cinética y movilidad espermática de verracos en condiciones tropicales. *Actas iberoamericanas de Conservación Animal*. 12. pp. 125-132.
- 133) Velásquez C. 2013. Factores que influyen en la calidad y principales características seminales del verraco. Universidad Nacional José Faustino Sanchez. Resolución N° 062-2013-VRI-UNJFSC.
- 134) Villegas G. 2022. Evaluación de la calidad seminal de cerdos criollos (*Sus scrofa domesticus*) de la comuna Colonche de la zona rural de la provincia de Santa Elena. Tesis de Licenciatura. Universidad Estatal Península de Santa Elena.
- 135) Vozaf, J., Svoradová, A., Baláži, A., Vašíček, J., Olexiková, L., Dujíčková, L., Makarevich A.V., Jurčík R., Ďúranová H., Chrenek, P. 2022. The Cryopreserved Sperm Traits of Various Ram Breeds: Towards Biodiversity Conservation. *Animals*, 12(10), 1311.

- 136) Wang, L., Li, D. 2024. Current status, challenges and prospects for pig production in Asia. *Animal Bioscience*, 37(4), 742.
- 137) Williams, S. 2013. Criopreservación de semen porcino: desafíos y perspectivas. *Rev. Bras. Reprod. Anim.*, 37(2), pp. 207-212.
- 138) Wysokińska A, Kondracki S. 2019. Heterosis for morphometric characteristics of sperm cells from Duroc x Pietrain crossbred boars. *Anim Reprod Sci.* Dec 1;211:106217
- 139) Yáñez-Ortiz, I., Catalán, J., Rodríguez-Gil, J., Miró, J., Yeste, M. 2021. Advances in sperm cryopreservation in farm animals: Cattle, horse, pig and sheep. *Animal Reproduction Science*. pp. 18.
- 140) Yeste, M. 2016. Sperm cryopreservation update: Cryodamage, markers and factors affecting the Sperm freezability in pigs. *Theriogenology*, 85(1), 47–64.
- 141) Zavala Cortés Aide. 2014. Propuesta de innovación tecnológica para la industria porcina en el estado de Jalisco, Tesis para obtener el grado de Maestro en Ciencias. Instituto Politécnico Nacional. México.