



ACREDITACIÓN INSTITUCIONAL
Avanzamos... ¡Es nuestro objetivo!



Acompañamiento Técnico del Manejo Reproductivo en el Ganado Vacuno en Condiciones de Clima Medio de la Universidad Federal de Viçosa



Est. Zoo. Carlos Alfredo Vega Vera

1094276699

Tutor: Esp. Cesar Augusto
Portilla Luna

Universidad de
Pamplona Programa de
Zootecnia Pamplona –
Norte de Santander

2023



"Formando líderes para la construcción de un nuevo país en paz"

Universidad de Pamplona



ACREDITACIÓN INSTITUCIONAL
Avanzamos... ¡Es nuestro objetivo!



Est. Zoo. Carlos Alfredo Vega Vera

Acompañamiento Técnico del Manejo Reproductivo en el Ganado Vacuno en Condiciones de Clima Medio de la Universidad Federal de Viçosa

Informe final trabajo de grado, presentado al Departamento Zootecnia de la Universidad de Pamplona, como requisito fundamental para obtener el título; Zootecnista.

Tutor: Esp. Cesar Augusto Portilla Luna

Viçosa – Minas de Gerais, Brasil

2023



"Formando líderes para la construcción de un nuevo país en paz"

Universidad de Pamplona

TABLA DE CONTENIDO

DEDICATORIA.....	8
AGRADECIMIENTOS.....	9
1. RESUMEN	10
1.1 Palabras Claves.....	10
1. ABSTRAC.....	11
1.1 Keywords.....	11
2. INTRODUCCIÓN.....	12
3. OBJETIVOS	14
4. SITIO DE PASANTIA.....	15
5. ACTIVIDADES REALIZADAS	16
5.1 Reconocimiento del sitio.	16
5.2 Palpación.....	16
5.3 Ultrasonografía.....	18
5.4 IATF (Inseminación Artificial a Tiempo Fijo).	20
5.5 Criopreservación.....	24
5.6 Andrología Bovina.....	29
5.7 Aspiración Folicular.....	32
6. RECOMENDACIONES	35
7. CONCLUSIONES	36
8. ANEXOS.....	37
BIBLIOGRAFÍA.....	45

TABLA DE IMÁGENES

Nota: Todas las imágenes presentes en este documento, hacen parte del mismo autor.

Imagen 1 (Fazenda Cachoeirinha UFV).....	15
Imagen 2 (Departamento de Medicina Veterinaria UFV).....	15
Imagen 3 (grupo de Estagiaros).....	15
Imagen 4 (grupo de Reproducción).....	15
Imagen 5 (Cuarto de Herramientas JD).....	16
Imagen 6 (Laboratorio de prácticas en reproducción animal).....	16
Imagen 7 (palpación rectal bovina, Fazenda Cachoeirinha UFV).....	17
Imagen 8 (palpación rectal bovina, Departamento de Veterinaria UFV).....	17
Imagen 9 (palpación rectal bovina, Fazenda Cachoeirinha UFV).....	17
Imagen 10 (palpación rectal equina, Departamento de Veterinaria UFV).....	17
Imagen 11 (identificación de estructuras según su ecogenicidad).....	19
Imagen 12 (ultrassom, utilizando el transductor convexo, caprinos).....	19
Imagen 13 (análisis de ultrassom en la fazenda Cachoeirinha UFV).....	19
Imagen 14 (preparación de materiales y hormonas para iniciar un nuevo protocolo de IATF, Fazenda Cachoeirinha UFV).....	24
Imagen 15 (desinfección del dispositivo intravaginal, con agua desinfectada y listo para la implantación).....	24
Imagen 16 (concentración de los espermatozoides en los tubos falcón).....	27
Imagen 17 (retirando el sobrenadante).....	27
Imagen 18 (recuadros de la cámara de Neubauer).....	27
Imagen 19 (cámara de Neubauer).....	27
Imagen 20 (posicionamiento de las pajillas en la rejilla, antes de entrar a la criopreservadora).....	28
Imagen 21 (termos criopreservador, para almacenamiento de material genético).....	28
Imagen 22 (sellamiento de las pajillas con ayuda de alcohol polivinílico).....	28
Imagen 23 (Criopreservadora en uso).....	28
Imagen 24 (pajillas ya congeladas a una temperatura).....	28
Imagen 25 (medición longitudinal testicular, con ayuda de un “pie de rey”).....	30
Imagen 26 (palpación testicular).....	30
Imagen 27 (condición física).....	30
Imagen 28 (asimetría testicular izquierda).....	30
Imagen 29 (medición de circunferencia testicular, con ayuda de una cinta métrica).....	30
Imagen 30 (análisis de motilidad y movilidad espermática, vista 4X).....	31
Imagen 31 (Morfología A. decapitado y con gota protoplasmática proximal B. microcéfalo C. microcéfalo y gota protoplasmática proximal D. aglomerado de espermatozoides. Vista 100X).....	31
Imagen 32 (Morfología A. cola enrollada fuertemente. Vista 100X).....	31
Imagen 33 (Morfología A. espermatozoide normal. B. microcéfalo C. abaxial D. gota protoplasmática proximal. Vista 100X).....	31

Imagen 34 (Morfología A. gota protoplasmática proximal y cola enrollada. Vista 100X).....	32
Imagen 35 (Morfología A. normal B. cola enrollada. Vista 100X).....	32
Imagen 36 (Morfología A. microcéfalo. Vista 100X)	32
Imagen 37 (grupo de estagiarios).....	34
Imagen 38 (Ovario Derecho, folículo dominante 16,7 mm).....	34
Imagen 39 (palpación rectal, reconocimiento de ovarios).....	34
Imagen 40 (ovocito observado en estereoscopio y clasificado en tipo 3).....	35
Imagen 42 (palestra impartida a cargo del profesor JD).....	35
Imagen 41 (manipulación de la guía folicular intravaginal y palpación rectal)	35
Imagen 43 (asistencia en colecta equina)	37
Imagen 44 (lavados uterinos con el equipo de reproducción)	37
Imagen 45 (trabajo de campo, análisis con ultrassom).....	37
Imagen 46 (trabajo de palpación en campo)	37
Imagen 47 (fazenda Cachoeirinha UFV).....	37
Imagen 48 (asistencia a producción lechera de caprinos en instalaciones de la UFV)	37
Imagen 49 (asistencia a producciones lecheras bovinas, con método de “sistema compost barns”)	37
Imagen 50 (colecta de semen fresco de equino, para hacer criopreservación).....	38
Imagen 51 (preparación del alcohol polivinílico, para las pajillas).....	38
Imagen 52 (ecografías en cabras productoras de leche, raza Saanen).....	38
Imagen 53 (practica de un ovario porcino, en aspiración por aguja)	38
Imagen 54 (estradiol, para iniciar el protocolo de IATF, Benzoato de Estradiol)	38
Imagen 55 (lote de Vacas Solteras protocoladas)	38
Imagen 56 (lote de Novillas protocoladas)	38
Imagen 57 (registro de una fazenda de NV y VS protocoladas, total 234).....	39
Imagen 58 (planilla de registro, inicio del protocolo, con P4+BE)	39
Imagen 59 (implementos para inicio de protocolo, (jeringas, dispositivos, aplicadores, hormonas, vitaminas.)).....	39
Imagen 60 (aplicadores para dispositivos intravaginal, BE)	39
Imagen 61 (preparación de implementos a utilizar para la IA).....	39
Imagen 62 (dispositivos de primer uso, retirados de un protocolo).....	40
Imagen 63 (identificación de folículo dominante, OD, tamaño: 15,5 mm)	40
Imagen 64 (implantación de dispositivo intravaginal)	40
Imagen 65 (Novillas listas para ser inseminadas, después del protocolo).....	40
Imagen 66 (preparación de implementos a utilizar para la IA).....	40
Imagen 67 (retirando dispositivos intravaginal BE)	41
Imagen 68 (aplicando cipionato de estradiol, P4 y eCG, para inducir el celo	41
Imagen 69 (lote de Vacas Solteras, para hacer protocolo)	41
Imagen 70 (lote de Novillas para hacer protocolo)	41
Imagen 71 (lote de Vacas Solteras, realizando reflejo de monta).....	41
Imagen 72 (lote de Vacas Solteras inseminadas)	41

Imagen 73 (novillas protocoladas y marcadas con bastón).....	42
Imagen 74 (vacas listas para iniciar la IA).....	42
Imagen 75 (preparación hormonal 1 ml de cipionato y 2 ml de PGF2a).....	42
Imagen 76 (selección de vacas para IATF).....	42
Imagen 77 (preparación de materiales para iniciar una nueva IA).....	42
Imagen 78 (vacas solteras listas para IA).....	42
Imagen 79 (vacas solteras para quitar P4 y aplicar CE y PGF2a, día 8 post protocolo)	43
Imagen 80 (eCG, CE, PGF2a, bastón y jeringas)	43
Imagen 81 (día de IA con el equipo de trabajo y los fazenderos)	43
Imagen 82 (becerros del resultado de la estación de monta pasada)	43
Imagen 83 (vaca con moco vaginal respectivamente a la inducción del celo).....	43
Imagen 84 (relatorio presentado hacia los productores)	43
Imagen 85 (planilla de registro, Fazenda Palestina)	44
Imagen 86 (planilla de registros, Fazenda palestina)	44
Imagen 87 (planilla de registro, Fazenda Palestina)	44
Imagen 88 (planilla de registro, Fazenda Santa Cruz)	44



TABLA DE FIGURAS

Figura 1 Diagrama del ciclo estral normal una hembra bovina fuente: (COLUN, 2021).....	22
--	----

RELACIÓN DE TABLAS

Tabla 1 (Principales Hormonas secretadas durante el ciclo estral de una vaca) fuente: (COLUN, 2021)	20
Tabla 2 (Protocolo de estación de monta; BE: benzoato de estradiol; P4: progesterona PGF2 α : prostaglandina F2 α ; CE: cipionato de estradiol; eCG: Gonadotropina coriónica equina; DG: diagnostico)	23
Tabla 3 (identificación de las posiciones en la formula)	26



DEDICATORIA

En todo proceso que se inicia siempre debe estar la idea de poder culminarlo, hoy en día, le doy gracias a Dios por ser el principal apoyo emocional y darme la oportunidad de estar a un paso de terminar un sueño y meta trazada en este proceso educativo, siendo una elección de querer ser Zootecnista, donde se presenta una correlación de muy buenos y no tan buenos momentos; siendo parte del proceso que lleva como formación para avanzar y aprender en el transcurso de nuestro caminar.

Asimismo, doy gracias a mi familia, ella que ha sido mi mayor patrocinador para que hoy en día me vean en el lugar donde estoy; mis padres dos grandes trabajadores de gran ejemplo con sus consejos, apoyándome, motivándome siempre en que se deben perder los miedos y alcanzar todo lo que soñamos, mis hermanos gracias por ser ese apoyo incondicional para lograr un sueño familiar.



AGRADECIMIENTOS

En esta etapa de mi vida, agradezco a Dios por darme la oportunidad de hacer realidad el sueño de culminar mis estudios profesionales, así mismo a cada una de las personas que han hecho esto posible con mensajes, palabras de aliento, experiencias compartidas, críticas constructivas, consejos que son de gran ayuda para la formación que nos depara la vida.

Mi papá, un ejemplo a seguir para mí, demostrándome que siempre debo aspirar a querer lo mejor, que nunca me rinda, que sea un soñador para que haga realidad cada meta trazada. Mis hermanos, ellos son pilares fundamentales para mí, que por medio de sus conocimientos aportan a la formación y el crecimiento profesional.

1. RESUMEN

La reproducción bovina con sus biotecnologías es algo que se viene incrementado a través del tiempo a nivel global especialmente en Colombia, en este documento se va a presentar una información de una pasantía en la cual se tocará sobre dichos temas, haciendo una especie de recopilación de información en el cual se hablará de cómo se hacen las prácticas, cómo es el manejo respectivo, cuales son las ventajas y desventajas que se proporcionan al tener este tipo de biotecnologías, teniendo principalmente la adquisición de un nuevo conocimiento en el campo laboral para así poderlo implementar de la mejor manera se pueda ejercer estas habilidades.

Como principal objetivo a trazar es apoyar las funciones y realizar el acompañamiento en el área de la reproducción animal de acuerdo a la especialidad a trabajar, donde las biotecnologías implementadas se han basado en las IATF, Criopreservación, andrología veterinaria, aspiración folicular. Para así contener una idea más clara de todos los procesos y aspectos a trabajar, el desarrollo de dicha pasantía se llevará a cabo en las instalaciones de la Universidad Federal de Viçosa, más exactamente en el Departamento de Medicina Veterinaria, fazenda Cachoeirinha (UFV) y las fazendas cercanas a la zona, en el cual se hacen acompañamientos y prácticas a algunos productores.

1.1 Palabras Claves

Biotechnología, Global, Andrología, Criopreservación.



1. ABSTRAC

Bovine reproduction with its biotechnologies is something that has been increasing over time at a global level, especially in Colombia, and this document will present information on an internship in which these topics will be discussed, making a species of information collection where we will talk about how the practices are done, what the respective management is like, what are the advantages and disadvantages that are provided by having this type of biotechnologies, mainly having the acquisition of new knowledge in the labor field in order to be able to implement it in the best way where you can exercise these skills.

The main objective to be set is to support the functions and provide support in the area of animal reproduction according to the specialty to be worked on, where the biotechnologies implemented have been based on the IATF, cryopreservation, and veterinary andrology, aspiration follicular. In order to contain a clearer idea of all the processes and aspects to be worked on, the development of said internship will be carried out in the facilities of the Federal University of Viçosa, more specifically in the Department of Veterinary Medicine, fazenda Cachoeirinha (UFV) and the farms near the area, where some producers are accompanied and practiced.

1.1 Keywords

Biotechnology, Global, Andrology, Cryopreservation.

2. INTRODUCCION

Las biotecnologías reproductivas, son la evolución que se está implementando a través de este tiempo, dando a un mejor protocolo y manejo logrando un mayor beneficio y rentabilidad en lo que se está trabajando, según (INTAGRI, Biotecnología Aplicada a la Reproducción Bovina, 2018) “En los últimos años, las biotecnologías utilizadas en la reproducción del bovino han evolucionado de manera acelerada a nivel mundial como una herramienta para mejorar la genética del ganado.”

Para iniciar con el proceso de cualquier biotecnología, es importante realizar una respectiva palpación rectal a dichos animales, esto con el fin de determinar su estado fisiológico, estructuras, posibles patologías y poder determinar si está apto o no para iniciar cualquier actividad impuesta por ayuda del hombre, de manera artificial, según (TRUJILLO & PEÑA, 2014) dice “El diagnóstico reproductivo de bovinos en campo se basa en la palpación rectal, los profesionales en el área diagnostican estructuras ováricas como folículos y cuerpos lúteos, y que una posible problemática que se puede presentar que cada profesional tiene una opinión subjetiva diferente”, para una mayor eficacia se apoya con un análisis ecográfico el diámetro lineal del cuerpo lúteo y sus estructuras.

Un ejemplo en una biotecnología puede ser el caso de las IATF (Inseminación Artificial a Tiempo Fijo) que es tratar de imitar una fisiología normal del animal, con ayuda de hormonas, para hacer una ovulación obligada y llevar ese animal a un estado de celo y atendido después con una inseminación artificial, haciendo posible que pueda prestar un servicio manipulado, también, la inseminación artificial (IA) es indispensable para los programas de súper-ovulación y transferencia de embriones y esta última es necesaria para la producción *in vitro* de embriones y para el clonado animal (Palma & Gottfried, 2001).

La Criopreservación es el proceso de congelar muestras para reducir su actividad metabólica y mantenerlas a temperaturas muy bajas durante tiempos prolongados, preservando al mismo tiempo su viabilidad. Las células se mezclan con soluciones **crioprotectoras** especiales y luego son almacenadas en nitrógeno líquido a -196°C en tanques especiales hasta el momento en que serán utilizadas. Posibilita almacenar espermatozoides, ovocitos y embriones de una amplia variedad de especies animales, domésticas y silvestres, sin que pierdan su capacidad de desarrollar y nacer vivos (Cabodevila & Teruel, 2001). Haciendo esto posible el poder mantener semen de machos a lo largo del tiempo y utilizarlos de manera controlada cuando se necesiten, incluso cuando el macho lleve muchos años que haya muerto, siendo así que la Criopreservación es una herramienta indispensable que se emplea en todas las biotecnologías reproductivas.

La andrológica bovina es una práctica que tiene el objetivo de conocer el estado reproductivo del animal, dicha evaluación permitiría que la explotación sea rentable, ya que evitaría pérdidas por animales que no cumplen con la función reproductiva, ayudando a la identificación rápida y sencilla de animales no aptos. Según (INTAGRI, Examen Andrológico en Bovinos, s.f.) dice que “pueden detectarse alteraciones en el desarrollo del sistema genital, alteraciones regresivas, progresivas e inflamatorias en los diversos órganos, condición física, anormalidades en su comportamiento sexual, así como cambios en la libido y en la habilidad de cópula. Estas alteraciones en sus diferentes grados se tornan en cuadros de sub-fertilidad o de infertilidad.”

Con la aspiración folicular hoy en día, se emplea la técnica de extracción de ovocitos guiada por ultrasonido (OPU), encargada de optimizar el uso del material genético en hembras superiores. Esta metodología presenta la ventaja de poder llevarse a cabo en cualquier fase del ciclo estral sin afectar el

estado fisiológico del animal, ya que no requiere intervención hormonal. Es un método simple y eficiente para recuperar ovocitos. (LUEDKEF.E. et al.,2019).

3. OBJETIVOS

3.1 OBJETIVO GENERAL

+ Apoyar las funciones y el acompañamiento en el área de la reproducción animal, mediante técnicas reproductivas para adquirir un conocimiento práctico en la Universidad Federal de Viçosa.

3.2 OBJETIVOS ESPECIFICOS

+ Conocer e identificar los diferentes protocolos utilizados en los procesos de biotecnología reproductiva.

+ Realizar las actividades de biotecnología aplicadas en la reproducción animal.

+ Desarrollar habilidades prácticas en técnicas reproductivas animales.

4. SITIO DE PASANTIA

Viçosa, Minas de Gerais, es una ciudad muy conocida en el sureste de Brasil, por apodarse como ciudad estudiantil, ya que cuenta con la Universidad Federal de Viçosa, una de las universidades más prestigiosas del país que acoge a muchos estudiantes locales como extranjeros (imagen 3 y 4), en sus ofertas de pre-grado, maestrías, doctorados y post- doctorados, esta ciudad está ubicada a una altura de 649 sobre el nivel del mar, Viçosa también es famosa por su belleza natural, con colinas verdes y paisajes rurales que la rodean. La región es conocida por su producción agrícola y ganadera, la agricultura es una parte importante de la economía local (IBGE, 2022). El desarrollo de la actividad académica será en el departamento de medicina veterinaria (imagen 2), Cachoeirinha UFV (imagen 1) y fazendas cercanas.



Imagen 2 (Departamento de Medicina Veterinaria UFV)



Imagen 1 (Fazenda Cachoeirinha UFV)



Imagen 4 (grupo de Reproducción)



Imagen 3 (grupo de Estagiarios)

5. ACTIVIDADES REALIZADAS

5.1 Reconocimiento del sitio.

Se realizó la identificación del departamento de Medicina Veterinaria e instalaciones de JD (José Domingos Guimarães) en el área de reproducción animal, donde observamos el laboratorio de prácticas (imagen 6), (donde se realiza todos los procesos como análisis morfológicos, Criopreservación, charlas de instrucción, entre otros.) cuarto de herramientas (imagen 5), (aquí es donde se tienen todos los materiales para ir a campo como son: botijaõ, ultrasonido, hormonas, guantes de palpación, etc.).



Imagen 6 (Laboratorio de prácticas en reproducción animal)



Imagen 5 (Cuarto de Herramientas JD)

5.2 Palpación.

En bovinos la técnica de palpación rectal se utiliza desde principios de siglo XX es una práctica segura, a partir de los 45 días, después del apareamiento o inseminación artificial. Una vaca sólo debe considerarse preñada si al menos uno de los signos indicativos de gestación se observa y se reconoce. La estadía de gestación puede estimarse en función de las características uterinas y fetales, con mayor precisión en su primera mitad. (NEVES et al., 2008).

El tacto rectal es un método aceptado de diagnóstico de preñez en yeguas, en búfalos y vacas. En este procedimiento, el útero se palpa directamente a través de la pared rectal para detectar el agrandamiento uterino que se produce durante la gestación, así como el feto o las membranas fetales (HAFEZ e HAFEZ, 2004).

Durante la estancia se han podido realizar palpaciones rectales (imagen 7,8,9,10) en diferentes sitios de trabajo, haciendo más repetitiva esta práctica para ir logrando experiencia y reconocer más las estructuras anatómicas de algunas especies, donde se ha logrado una comparación en vacas, yeguas, burras.



Imagen 9 (palpación rectal bovina, Fazenda Cachoeirinha UFV)

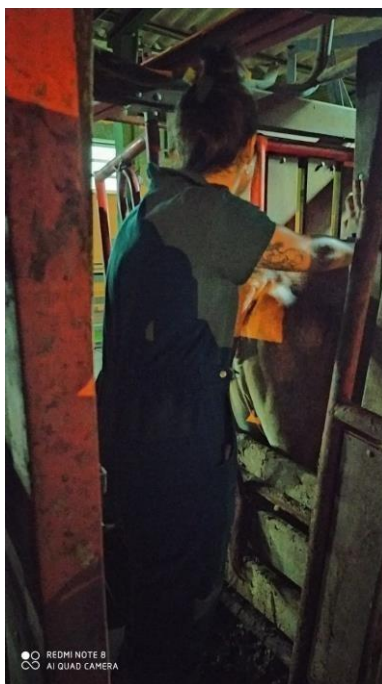


Imagen 8 (palpación rectal bovina, Departamento de Veterinaria UFV)



Imagen 7 (palpación rectal bovina, Fazenda Cachoeirinha UFV)



Imagen 10 (palpación rectal equina, Departamento de Veterinaria UFV)

5.3 Ultrasonografía.

La ecografía o ultrasonido es un método de diagnóstico o gestación, para explorar estructuras, mediante la emisión de ultrasonidos y captura de ecos. Consiste en una técnica complementaria al examen clínico y se utiliza para evaluar tejidos blandos en todas las especies. Es una técnica no invasiva y no provoca cambios, efectos biológicos, tanto para los pacientes como para el operador. El ultrasonido permite valuación del tamaño, forma, ubicación y consistencia de los órganos en funcionamiento o seguimiento de sus funciones (NEVES et al, 2008).

Para obtener imágenes precisas es necesaria una interacción perfecta entre el hombre, la máquina y la vaca. Para utilizar esta técnica de forma correcta y eficaz, los profesionales necesitan conocer algunos principios físicos (NEVES et al, 2008).

La ultrasonografía se basa en la producción de imágenes mediante el uso de ondas, sonido de alta frecuencia. Las ondas acústicas ultrasónicas son ondas de presión, producido por compresión y descompresión alternadas de moléculas, tejidos adyacentes. Estas ondas tienen la propiedad de propagarse a través de los tejidos orgánicos. Cuando una onda pasa a través de un cuerpo determinado, parte es reflejado en forma de eco y parte de él continúa interactuando con más tejidos profundos. (FERNANDES, 2006).

La densidad y organización de un tejido determinan qué proporción de la onda ultrasónica se reflejará. Los líquidos no reflejan las ondas, caracterizándose como anecoicos o no ecoicos, provocando imágenes oscuras; Los tejidos muy densos reflejan la mayor parte de la onda, caracterizándose como hiper ecoicos, produciendo imágenes más claras. (FERNANDES, 2006).

En el proceso de desarrollo de actividades el ultrassom, es la herramienta que trabajo que más tenemos en prácticas (imagen 12), ya que esta nos sirve para poder aclarar dudas y apoyarnos a complementar un mejor criterio, como bien sabemos, esta nos ayuda a aclarar las asimetrías o simetrías de los cuernos uterinos, tamaños de los folículos, cantidad de folículos ovulados, fetos, etc. Teniendo en cuenta, que las imágenes oscuras son líquidos presentes en el cuerpo y que los tejidos como los huesos reflejan imágenes claras para la detección de las zonas vista en la pantalla (imagen 13), un ultrassom (imagen 11), está constituido por una consola, un teclado alfanumérico, un transductor conectado por un cable para la documentación de imágenes y videos, este es necesario tener una fuente de energía para su uso respectivo.



Imagen 12 (ultrassom, utilizando el transductor convexo, caprinos)



Imagen 11 (identificación de estructuras según su ecogenicidad)



Forma
Univers
Pampl
Tels: (7
Imagen 13 (análisis de ultrassom en la fazenda Cachoeirinha UFV)

5.4 IATF (Inseminación Artificial a Tiempo Fijo).

La inseminación artificial a término fijo (IATF), es una técnica que permite sincronizar los celos y ovulaciones de los bovinos, mediante la utilización de hormonas, lo cual hace posible inseminar una gran cantidad de animales en un corto periodo de tiempo (Raso, 2012), permite aumentar significativamente el número de animales inseminados debido a que los protocolos de (IATF) hacen posible realizar la inseminación artificial (IA) sin necesidad de detectar el celo (Cutaia, 2006; Villa et al, 2007; Bó et al, 2008). Los tratamientos que combinan GnRH con PGF y los que utilizan combinaciones de estrógenos y progesterona han demostrado ser los más efectivos en el control del ciclo estral para la implementación de la (IATF) (Cutaia, 2014).

En las etapas de un ciclo estral es importante tener en cuenta las principales hormonas que se secretan en una vaca durante su respectivo ciclo:

Progesterona (P4)	Es secretada por el cuerpo lúteo y permite mantener la preñez los primeros meses de gestación.
Prostaglandina (PGF2)	Se origina en el útero del animal y destruye al cuerpo lúteo del ovario.
Folículo estimulante (FSH)	Permite que se desarrollen las ondas foliculares (crecimiento de varios folículos), permitiendo el crecimiento considerable de un folículo que domina ante el resto, que será el que ovule.
Luteinizante (LH)	Permite el “peak pre ovulatorio” para lograr la ovulación.
Estradiol (E)	Es la hormona que se encarga de que la vaca manifieste el celo mediante comportamientos visibles por el hombre.
Hormona liberadora de gonadotropina (GnRH)	Se secreta en el cerebro del animal y permite la liberación de las hormonas FSH y LH.

Tabla 1 (Principales Hormonas secretadas durante el ciclo estral de una vaca) fuente: (COLUN, 2021)

Proestro: tiene una duración de aproximadamente 3 días y se inicia con la regresión o apoptosis del cuerpo lúteo debido al incremento de $\text{PGF2}\alpha$, acompañado de una disminución en los niveles de progesterona (P4), cuando no hay gestación. Esto provoca un aumento en la hormona FSH marca el comienzo de las ondas foliculares, con el desarrollo de un folículo grande que posteriormente experimentará la ovulación. Además, se observa un aumento en los niveles de estradiol, una hormona que facilita la manifestación del celo. (COLUN, 2021)

Estro: En esta etapa, el celo en las vacas es visible a simple vista, aunque su duración varía (aproximadamente 18 ± 6 horas) según su producción de leche. El estradiol desempeña un papel clave en la receptividad sexual de la hembra, lo que se manifiesta en cambios de comportamiento como vocalización, reducción en la producción de leche, nerviosismo, curiosidad, secreción de moco y edema vulvar. Estos cambios son graduales a medida que aumenta el estradiol, lo que lleva que la hembra monte a otros individuos al comienzo del “estro” y permita ser montada al final del mismo. Durante esta etapa, se forman ondas foliculares en el ovario, y el folículo dominante se prepara para la ovulación. (COLUN, 2021)

Metaestro: Esta fase dura aproximadamente 6 días marca el momento de la ovulación, que ocurre entre 28 y 32 horas después del inicio del celo. Después de la ovulación, el folículo dominante se convierte en cuerpo lúteo, que a menudo se denomina cuerpo lúteo hemorrágico. (COLUN, 2021)

Diestro: Dura aproximadamente 11 días, se caracteriza por la presencia de un cuerpo lúteo que produce progesterona (P4). La P4 es esencial para mantener la gestación y prevenir contracciones uterinas, además de estimular la secreción láctea. Si no hay preñez, los niveles de P4 disminuyen y comienza un nuevo ciclo estral. (COLUN, 2021)

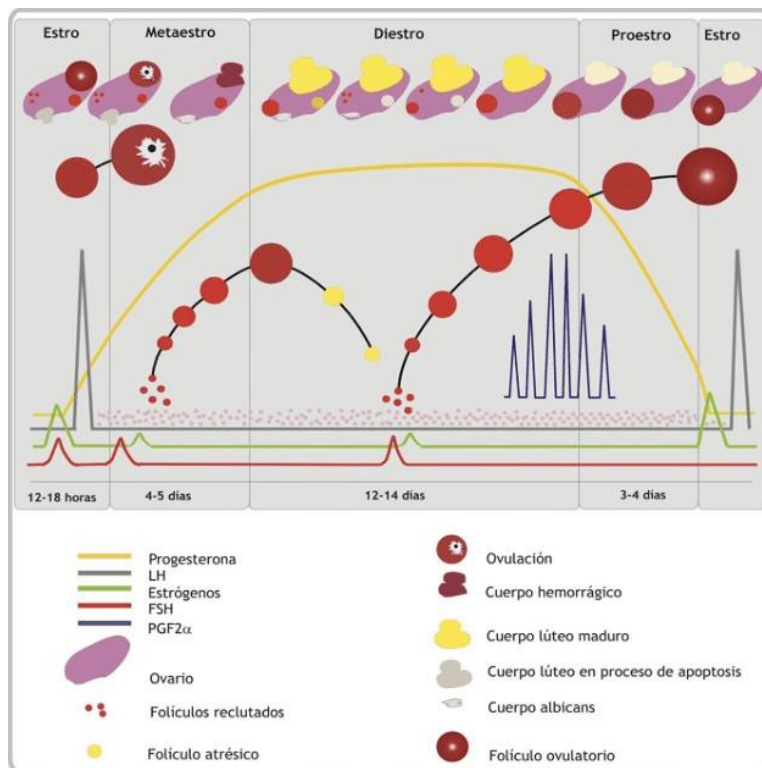


Figura 1 Diagrama del ciclo estral normal una hembra bovina
fuente: (COLUN, 2021)

En las practicas realizadas en la fazenda de Cachoeirinha como en las instalaciones del Departamento de Medicina Veterinaria, se desarrolló un protocolo de inseminación, el cual se iniciaba en el día 0 con la aplicación de 2 ml de benzoato de estradiol (BE), 2 ml de Prostaglandina y la aplicación de un dispositivo intravaginal (P4), el cual cumple con la función de mantener al animal con estrógenos permanentemente en el cuerpo, pasado 8 días, se intervenían los animales, se hacia el retiro del dispositivo la cual se aplicaban 1 ml de benzoato de estradiol o cipionato de estradiol (CE) y 2 ml de cloprostenol ($\text{PGF}_{2\alpha}$), teniendo en cuenta que el benzoato tiene un efecto más corto haciendo que este se deba inseminar 36 horas después y el cipionato demora un poco más en absorberse en el cuerpo, haciéndose una inseminación en 48 horas, también se tienen en cuenta otras hormonas, como son la gonadotropina coriónica equina (eCG) la cual ayuda a estimular la actividad ovárica, el desarrollo folicular y la ovulación, con una aplicación de 1 a 1.5 ml, esto con el fin de no causar una desestabilización al centro

hipotalámico hipofisario. Donde en el día 10 se realizaba la respectiva IA (inseminación artificial), de acuerdo a al estrógeno que se implementara.

Además, a eso también se hacía un protocolo repetitivo, después de 20 días a la inseminación inicial, se continuaba con la sincronización de todos los lotes inseminados, haciendo implementación de dispositivos intravaginales y aplicación de 2 ml de benzoato de estradiol, donde 8 días después se diagnosticaban las vacas que habían quedado preñadas por medio de ultrasonografía, aquellas vacas que quedaban vacías, se aplicaban 1 ml de cipionato de estradiol, 2 ml de (PGF2 α) se inseminaban dos días siguientes, este proceso se realizaba 3 veces a los lotes, donde las vacas que no llegaban a quedar preñadas eran soltadas al toro para intentar monta natural, terminando así la estación de monta por fazenda, aclarando que las vacas que no conseguían en ninguna de las etapas quedar preñadas, eran seleccionadas para descarte.

Protocolo patrón de Estación de Monta

1° servicio			2° servicio			3° servicio			Toro
0	8	10	30	38	40	60	68	70	100
BE	-P4			-P4			-P4		
P4	CE		BE	CE		BE	CE		
PGF2 α	PGF2 α	IA	P4	PGF2 α	IA	P4	PGF2 α	IA	DG
	eCG			eCG			eCG		
				DG			DG		

Tabla 2 (Protocolo de estación de monta; BE: benzoato de estradiol; P4: progesterona PGF2 α : prostaglandina F2 α ; CE: cipionato de estradiol; eCG: Gonadotropina coriónica equina; DG: diagnostico)



Imagen 14 (preparación de materiales y hormonas para iniciar un nuevo protocolo de IATF, Fazenda Cachoeirinha UFV)



Imagen 15 (desinfección del dispositivo intravaginal, con agua desinfectada y listo para la implantación)

5.5 Criopreservación.

La conservación de semen mediante criopreservación involucra el resguardo de espermatozoides a temperaturas extremadamente bajas, aproximadamente (-196°C), utilizando nitrógeno líquido. Si los espermatozoides resisten exitosamente los procesos de congelación y descongelación, pueden ser almacenados indefinidamente en este medio (Brinsko y Varner, 1992; Brinsko, 2011).

Antes de la congelación del semen, resulta crucial eliminar el exceso de plasma seminal para concentrar el esperma. Aunque es posible conservar la calidad del semen descongelado incluso al mantener menos del 5% de plasma seminal (Alvarenga, 2012).

La centrifugación del semen se erige como la técnica más comúnmente empleada para la concentración del esperma en sementales equinos. Sin embargo, este proceso puede tener repercusiones negativas en la motilidad, integridad en la tasa de recuperación de los espermatozoides (Alvarenga et al., 2012, 2016). Esto es particularmente notorio cuando, tras una centrifugación enérgica, el esperma se compacta firmemente en el fondo de los tubos (Loomis, 2006).

La técnica de centrifugación seminal implica la eliminación del líquido amortiguador sin alterar los espermatozoides, para evitar posibles efectos adversos de la solución. Además, requiere el uso de otros materiales que limitan su aplicabilidad en la práctica (Hoogewijs, 2010).

En las experiencias de criopreservación, se han determinado todos los análisis para tener en cuenta un buen resultado al momento de realizar el proceso, donde determinamos la motilidad que presenta el semen recolectado se evalúa para iniciar con dicho proceso, en primer paso se observa la cantidad de semen en el reproductor eyaculo, donde hemos obtenido colectas de 40 a 120 ml de semen fresco, después, se adiciona el material genético a unos tubos falcón de 15 ml, para llevarlo a una centrifuga a 3000 RPM por 10 minutos, sacándolos en una canastilla, para hacer el retiro del plasma seminal (imagen 17) tener la concentración de espermatozoides en el fondo de tubo (imagen 16), quedando con un porcentaje mínimo de plasma.

A este punto se hace una dilución que se le determina 1:20, para hacer un recuento de eyaculación espermática del eyaculado, donde se analizan en una cámara de Neubauer (imagen 19) teniendo en cuenta el conteo obtenido en la cámara de arriba y después en la de abajo, cada lado posee 25 cuadros (imagen 18), donde se toma una lectura de espermatozoides de manera aleatoria o LxL de la misma manera en los lados, después se suman, se dividen en dos, es decir:

$$\frac{96}{102} > \frac{198}{2} = 99$$

Según los cálculos para la concentración, están de acuerdo en la siguiente formula:

$$concentracion = N \times \frac{5}{25} \times \frac{1}{20} \times \frac{1}{10} \times 1000 = N \times 5 \times 20 \times 10 \times 1000$$

N	media de los espermatozoides contados en los dos lados de la cámara.
5	número de cuadrados contados en 1mm ² de los 25 cuadrados.
20	factor de dilución.
10	factor de profundidad en la cámara
1000	para a transformación para mL.

Tabla 3 (identificación de las posiciones en la formula)

Ejemplo:

Fueron contados en el lado 1 = 96 y en el lado 2 = 102, por lo tanto $96 + 102/2 = 99$

Dilución 1:20 (1 µL de semen en 20 µL de agua).

Concentración = $99 \times 5 \times 20 \times 10 \times 1000 = 99.000.000$ espermatozoides/mL.

99 millones de espermatozoides X 50 mL eyaculados = 4950 millones de espermatozoides, con el 75% de motilidad = 3.712.500.000 millones esper./mL

$$\frac{3.712.5 \text{ millones}}{120 \text{ millones por pajilla}} = 30,94 \text{ pajillas}$$

El diluyente que se ha trabajado para la criopreservación de equinos es “Botucurio” el cual permite una condición óptima para el espermatozoide no muera, además posee un crioprotector, para que este no sufra en los cambios drásticos de temperatura, haciéndolo más resistente, después se empacaron en pajillas de 0,25 mL, haciendo el respectivo llenado, se sellaron con

alcohol polivinílico, haciendo un efecto de tampón en la pajilla (imagen 22), se trata de hacer de manera ágil para tener un tiempo de exposición a ambiente a las pajillas, se preparan en una rejilla (imagen 20) para luego ponerlas en la criopreservadora (imagen 23), teniendo una curva de refrigeración y congelamiento adecuada, para no ocasionar un choque térmico a los espermatozoides, esta máquina tiene un gasto de nitrógeno de 3 litros por congelada, con una duración de 15 minutos, se retiran de la máquina y se depositan en nitrógeno (imagen 24), para hacer el respectivo almacenamiento en las canastillas del termo criopreservador (imagen 21).



Imagen 17 (retirando el sobrenadante)



Imagen 16 (concentración de los espermatozoides en los tubos falcón)



Imagen 19 (cámara de Neubauer)

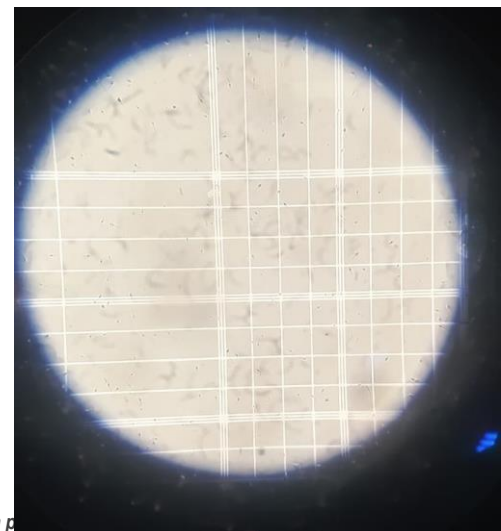


Imagen 18 (recuadros de la cámara de Neubauer)



Imagen 22 (sellamiento de las pajillas con ayuda de alcohol polivinílico)



Imagen 21 (termos criopreservador, para almacenamiento de material genético)



Imagen 20 (posicionamiento de las pajillas en la rejilla, antes de entrar a la criopreservadora)



Imagen 23 (Criopreservadora en uso)



Imagen 24 (pajillas ya congeladas a una temperatura)

5.6 Andrología Bovina

El análisis andrológico es una técnica empleada en la reproducción animal con el propósito de obtener una evaluación exhaustiva de la capacidad sexual de los machos (FONSECA et al., 1992). Para determinar el potencial reproductivo efectivo de un toro, la única alternativa consiste en examinar sus funciones, los procesos reproductivos que permiten diagnosticar irregularidades en uno o más órganos genitales, dificultades físicas o la calidad subóptima del espermatozoides, factores que pueden influir en una fertilidad moderada o baja, e incluso la esterilidad (SILVA et al., 1993).

Con el avance de las técnicas de diagnóstico y el conocimiento de los trastornos reproductivos, es imperativo llevar a cabo y aplicar pruebas adicionales para mitigar estos problemas y, en consecuencia, mejorar las tasas de reproducción. Gracias al entendimiento de los principios piezoeléctricos, el ultrasonido se utilizó inicialmente en la década de 1940 con propósitos militares a través de la tecnología del sonar (Sistema de Navegación y Detección Sonora; Viana et al., 2004).

La evaluación de la capacidad reproductiva del toro se realiza a través del análisis andrológico, el cual comprende un examen clínico integral, una prueba de libido y un espermograma, permitiendo así identificar la funcionalidad de los testículos en la producción cualitativa del semen (Silva, 1998; Unanian et al., 2000).

En las prácticas realizadas con la andrología bovina, se analizaron varios ejemplares, donde se hizo un análisis detallado de cada uno, esto consistía en que evaluamos cada animal por su condición física (imagen 27), palpación y medición testicular (imagen 25,26,28,29), sanidad del toro, características del semen (color, densidad, olor) y análisis detallado del semen como lo

es la movilidad, motilidad (imagen 30), morfología de los espermatozoides (imagen 33), patologías (imagen 31,32,34,35,36).



Imagen 27 (condición física)

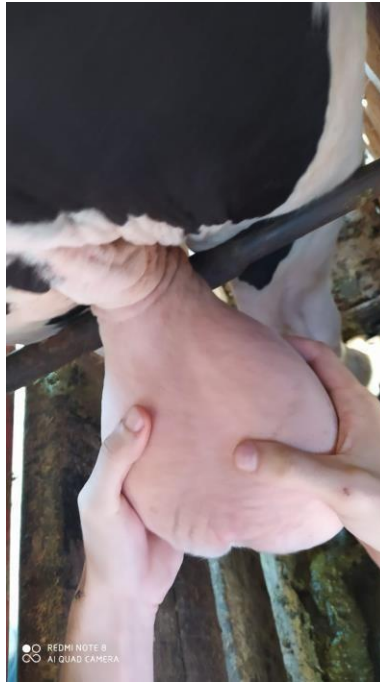


Imagen 26 (palpación testicular)



Imagen 25 (medición longitudinal testicular, con cinta métrica)

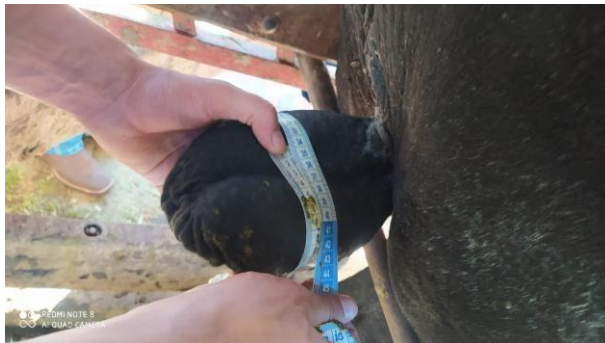


Imagen 29 (medición de circunferencia testicular, con ayuda de una cinta métrica)



Imagen 28 (asimetría testicular izquierda)



Imagen 30 (análisis de motilidad y movilidad espermática, vista 4X)

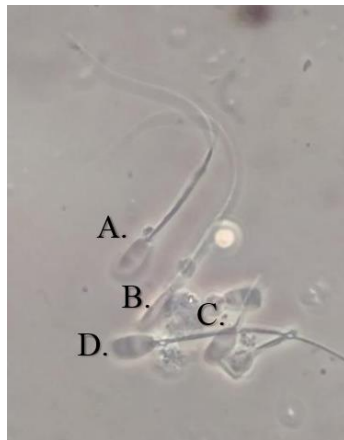


Imagen 33 (Morfología A. espermatozoide normal. B. microcéfalo C. abaxial D. gota protoplasmática proximal. Vista 100X)



Imagen 32 (Morfología A. cola enrollada fuertemente. Vista 100X)



Imagen 31 (Morfología A. decapitado y con gota protoplasmática proximal B. microcéfalo C. microcéfalo y gota protoplasmática proximal D. aglomerado de espermatozoides. Vista 100X)



Imagen 36 (Morfología A. microcephalo. Vista 100X)

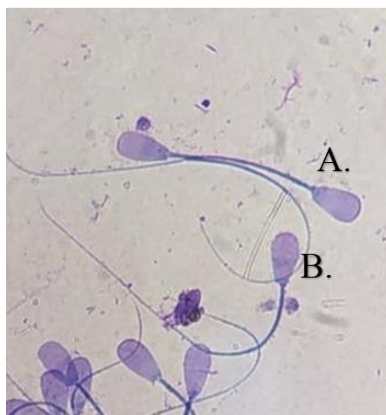


Imagen 35 (Morfología A. normal B. cola enrollada. Vista 100X)

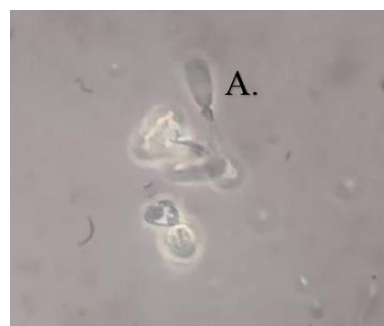


Imagen 34 (Morfología A. gota protoplasmática proximal y cola enrollada. Vista 100X)

5.7 Aspiración Folicular

Una de las formas más comunes de recolectar óvulos para crear embriones en un entorno de laboratorio es mediante una técnica llamada aspiración folicular transvaginal. En este método, se utiliza una sonda de ecografía conectada a una guía de aspiración. La gran ventaja de esta técnica es que resulta menos invasiva en comparación con otros procedimientos. (BUENO, A.P. et al., 2008)

Anteriormente, la extracción de óvulos se llevaba a cabo mediante cirugía abdominal, se puede decir que este enfoque no era ideal debido a las complicaciones después de la cirugía, así como por el tiempo y los gastos involucrados. (LUEDKE F.E. et al., 2019)

Cuando se combina con la transferencia de embriones, la aspiración folicular es una técnica altamente adaptable, permitiendo la obtención de óvulos de hembras desde los 6 meses de edad, de vacas gestantes hasta el tercer mes de gestación, de 2 a 3 semanas después del nacimiento. Un gran beneficio de la OPU es que no requiere el uso de gonadotropinas en el tratamiento de las donantes, evitando así posibles efectos secundarios como el síndrome de ovario quístico y el edema mamario en novillas jóvenes. Además, el líquido recolectado es más transparente al utilizar aguja y jeringa. (BUENO, A.P. et al., 2008)

Durante este procedimiento, se extraen folículos con un tamaño de 2-8mm y se colocan en un Tubo Falcon de 50ml, junto con el líquido folicular, donde se mantienen para su posterior selección. Los folículos de más de 8mm se descartan, ya que su tamaño indica que ya no están en la etapa óptima para la maduración in vitro (metafase II), lo que hace inviable su desarrollo. Una vez recolectados, los óvulos son examinados bajo un estereoscopio y se clasifican en grados del I al IV. El grado I representa el mejor estado y el grado IV el peor, donde los óvulos no tienen células de cúmulos o su desarrollo se detiene. Estas células del cúmulo tienen una conexión vital con el óvulo a través de uniones comunicantes, siendo esenciales para que el óvulo adquiera la competencia necesaria para apoyar la fertilización y el desarrollo embrionario. (LUEDKE F.E. et al., 2019)

Una técnica adicional que se puede emplear es la extracción de folículos de ovarios obtenidos de animales sacrificados en mataderos; sin embargo, este procedimiento debe realizarse poco tiempo después de la muerte del animal. Este método se utiliza exclusivamente en estudios de control de calidad y experimentos científicos. Durante la operación, se aspiran folículos que tienen un tamaño aproximado de 2 a 8 mm, utilizando una aguja conectada a una jeringa o a una bomba de vacío. Otra técnica utilizada en animales fallecidos es el "Slicing", en el cual se toman hembras de alto valor genético para recuperar y maximizar la obtención de ovocitos. En este proceso, la capa cortical de los ovarios se corta en fragmentos para liberar los ovocitos que serán recolectados. (OLIVEIRA, C.S.; SARAPIÃO R.V., QUINTÃO, 2014)

En resumen, la técnica de aspiración folicular resulta ser una forma más eficiente para mejorar genéticamente un rebaño en comparación con otras tecnologías reproductivas y la reproducción natural. Esto se debe a que reduce el tiempo entre generaciones y posibilita la reproducción de animales antes de que alcancen la pubertad. Además, permite que las hembras de

alto valor genético con problemas reproductivos conserven su capacidad para producir descendencia, contribuyendo así a la especie generando individuos superiores. No obstante, la aspiración folicular requiere mucha destreza, refinamiento y mayor investigación para optimizar los procedimientos de calidad en los ovocitos obtenidos a través de esta técnica. (da Silva, 2021)

En el proceso de realizar los procesos de hacer una aspiración folicular, se inicia principalmente con el realización de la palpación (imagen 39), donde se hace con una mayor agilidad, de esta manera se reconocen las estructuras debidamente a palpar, en este caso el ovario (imagen 38), se inicia con la destreza de identificar los dos ovarios haciéndoles masajes con los dedos para reconocer sus folículos dominantes, después con la ayuda de la guía de aspiración (imagen 41), la cual tiene un transductor convexo en la parte inicial de la guía, para tener una mejor claridad en el ultrassom, con ayuda de la mano, sujetando los ovarios, se aseguran para poder realizar la aspiración, mediante la perforación con una aguja instalada en la guía, haciendo el lavado y para finalizar se visualizan en el estereoscopio (imagen 40).



Imagen 39 (palpación rectal, reconocimiento de ovarios)



Imagen 38 (Ovario Derecho, folículodominante 16,7 mm)



Imagen 37 (grupo de estagiarios)



Imagen 42 (manipulación de la guía folicular intravaginal y palpación rectal)



Imagen 41 (palestra impartida a cargo del profesor JD)



Imagen 40 (ovocito observado en estereoscopio y clasificado en tipo 3)

6. RECOMENDACIONES

Algunas recomendaciones que se tuvieron en cuenta para mejorar con las actividades y el desarrollo de las producciones, se dieron a la persona con la que se estaba llevando las prácticas, productores en específico y donde se veía que faltaba organización respectiva por parte de los peones de las fazendas y pasturas.

- ✓ Planeamiento de actividades semanales por parte del tutor a cargo, con el equipo de trabajo se programen las visitas de asistencia técnica a las fazendas.
- ✓ Reconocer los espacios estratégicos para la siembra de árboles, para proporcionar sombra, esto con el fin de optimizar el bienestar de los animales, debido a las altas temperaturas, iniciando con los cultivos de árboles a zonas identificadas.
- ✓ Llevar a cabo la separación de las vacas con los terneros, antes de iniciar los trabajos para no lastimar a los más pequeños y acelerar el trabajo de las fazendas.



7. CONCLUSIONES

Se pudo concluir de manera exitosa esta práctica empresarial desarrollada en el país de Brasil, con el aporte de la Universidad de Federal de Viçosa, acompañando todos los procesos y biotecnologías reproductivas, adquiriendo conocimientos practicos-teoricos, a su vez se logró un profundo entendimiento de los diferentes protocolos utilizados en las biotecnologías reproductivas y de manera efectiva, proporcionando una base sólida para abordar los desafíos en la reproducción animal, desarrollando habilidades prácticas en técnicas reproductivas bovinas alcanzándose de manera integral. Se adquirieron habilidades que no solo son fundamentales para la academia, sino que también tienen aplicaciones prácticas inmediatas en el ámbito profesional.



Imagen 51 (preparación del alcohol polivinílico, para las pajillas)



Imagen 50 (colecta de semen fresco de equino, para hacer criopreservación)



Imagen 52 (ecografías en cabras productoras de leche, raza Saanen)

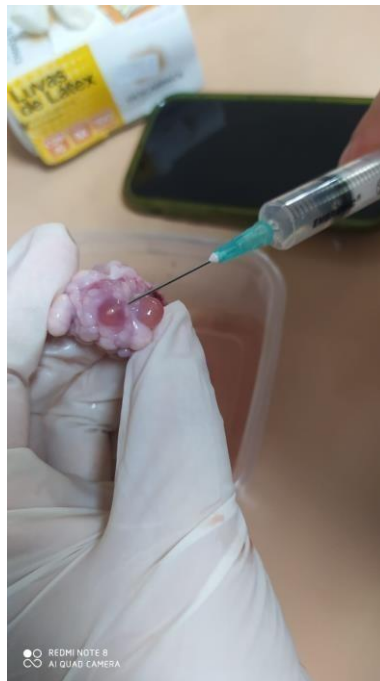


Imagen 53 (práctica de un ovario porcino, en aspiración por aguja)



Imagen 54 (estradiol, para iniciar el protocolo de IATF, Benzoato de Estradiol)



Imagen 56 (lote de Novillas protocoladas)



Imagen 55 (lote de Vacas Solteras protocoladas)

102-1
1-10

REPRODUCIR +

FAZENDA:

PROPRIETARIO:

Seq	Cat	Animal (Brisco)	DG	Ovario	Indu- ção	P4+BE	PGF	OBS	ECC
1		140		FOD					
2		243		FOE					
3		304		FOD					
4		056		FOE					
5		224		FOD					
6		120		FOD					
7		114		FOD					
8		146		FOL					
9		102		FOD					
10		018		FOE					
11		118		FOE					
12		012		FOE					
13		56		FOE					
14		059		FOE					
15		263		FOE					
16		174		FOD					
17		100		FOD					
18		203		FOD					
19		270		FOD					
20		145		FOE					
21		202		FOE					
22		201		FOL					
23		344		FOD					
24		037		FOD					
25		223		FOE					
26		024		FOE					
27		149		FOE					
28		132		FOD					
29		324		FOD					
30		036		FOD					
31		331		FOL					

Imagen 58 (planilla de registro, inicio del protocolo, con P4+BE)

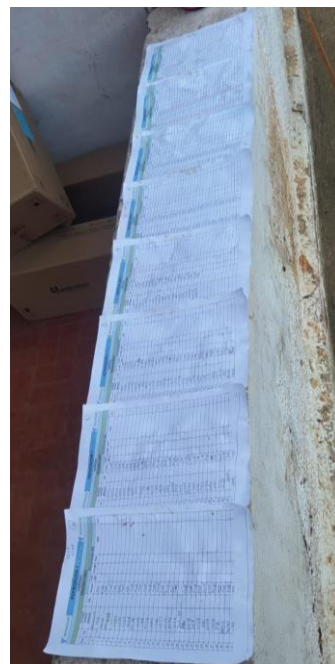


Imagen 57 (registro de una fazenda de NV y VS protocoladas, total 234)



Imagen 59 (implementos para inicio de protocolo, (jeringas, dispositivos, aplicadores, hormonas, vitaminas.))



Imagen 60 (aplicadores para dispositivos intravaginal, BE)



Imagen 61 (preparación de implementos a utilizar para la IA)



Imagen 62 (dispositivos de primer uso, retirados de un protocolo)



Imagen 63 (identificación de folículo dominante, OD, tamaño: 15,5 mm)



Imagen 64 (implantación de dispositivo intravaginal)



Imagen 66 (preparación de implementos a utilizar para la IA)



Imagen 65 (Novillas listas para ser inseminadas, después del protocolo)

270		VP	ok	10	CLOO	ok	ok			DBQ	WPS	TRSD	ok	VARIA
272		VP	ok	10	FOE	ok				DE	14.4	TRSD		VARIA
273	SB	VP	ok	10	FOG	ok				DE	13.8	TRSD		VARIA
274		VP	ok	10	FOG	ok				DE	13.9	TRSD		VARIA
401		VP	ok	10	CLOO	ok				SQ	17.3	TRSD		VARIA
402		VP	ok	10	FO	ok				DE	16.5	TRSD		VARIA
404		VP	ok	10	FOG	ok		X		DE	16.8	TRSD		VARIA
405		VS	ok	10	CLOO	ok	ok			DE	10.3	TRSD	TRC	VARIA
406		VS	ok	10	CLOO	ok	ok			DE	10.3	TRSD		VARIA
829		VS	ok	10	CLOO	ok	ok	X		DE	10.3	TRSD		VARIA
921		NV	ok	10	FOE	ok				DE	10.3	TRSD		VARIA
922		VS	ok	10	CLOE	ok	ok			DE	17.2	TRSD		VARIA
923		VS	ok	10	CLOE	ok	ok			DE	17.2	TRSD		VARIA
924		NV	ok	10	CLOE	ok	ok			DE	17.3	TRSD		VARIA
925		NV	ok	10	CLOE	ok	ok			DE	17.3	TRSD		VARIA
926		NV	ok	10	CLOE	ok	ok			DE	17.3	TRSD		VARIA
927		NV	ok	10	CLOO	ok	ok			DE	17.3	TRSD		VARIA
928		NV	ok	10	CLOO	ok	ok			DE	17.3	TRSD		VARIA
929		NV	ok	10	CLOO	ok	ok			DE	17.3	TRSD		VARIA
930		NV	ok	10	CLOO	ok	ok			DE	17.3	TRSD		VARIA
931	SB	NV	ok	10	CLOO	ok	ok			DE	17.3	TRSD		VARIA
932		NV	ok	10	FOO	ok				DE	17.3	TRSD		VARIA
933		NV	ok	10	CLOO	ok	ok			DE	17.3	TRSD		VARIA
934		NV	ok	10	FOO	ok				DE	17.3	TRSD		VARIA
935		NV	ok	10	FOO	ok				DE	17.3	TRSD		VARIA
936		NV	ok	10	FOO	ok				DE	17.3	TRSD		VARIA
937		NV	ok	10	FOO	ok				DE	17.3	TRSD		VARIA
938		NV	ok	10	FOO	ok				DE	17.3	TRSD		VARIA
939		NV	ok	10	FOO	ok				DE	17.3	TRSD		VARIA
940		NV	ok	10	FOO	ok				DE	17.3	TRSD		VARIA
941		NV	ok	10	FOO	ok		X		DE	17.3	TRSD		VARIA
942		NV	ok	10	CLOO	ok	ok			DE	17.3	TRSD		VARIA
943		NV	ok	10	CLOO	ok	ok			DE	17.3	TRSD		VARIA
944		NV	ok	10	CLOO	ok	ok			DE	17.3	TRSD		VARIA
945		NV	ok	10	CLOO	ok	ok			DE	17.3	TRSD		VARIA
946		NV	ok	10	CLOO	ok	ok			DE	17.3	TRSD		VARIA
947		NV	ok	10	CLOO	ok	ok			DE	17.3	TRSD		VARIA
948		NV	ok	10	CLOO	ok	ok			DE	17.3	TRSD		VARIA

Imagen 86 (planilla de registros, Fazenda palestina)

Imagen 87 (planilla de registro, Fazenda Palestina)

Imagem 88 (planilha de registro, Fazenda Santa Cruz)

BIBLIOGRAFÍA

INTAGRI, E. E. (01 de Noviembre de 2018). Biotecnología Aplicada a la Reproducción Bovina. Obtenido de <https://www.intagri.com/articulos/ganaderia/biotecnologia-aplicada-a-la-reproduccion-bovina>

INTAGRI, E. E. (s.f.). Examen Andrológico en Bovinos. Obtenido de <https://www.intagri.com/articulos/ganaderia/examen-andrologico-en-bovinos>

Trujillo Piedrahita, A., & Peña Marentes, S. L. (2014). Medición de la eficiencia entre el diagnóstico del chequeo reproductivo por palpación rectal, ecografía y niveles séricos de progesterona.

PALMA, G. y BREM, G. 2001. Biotecnología de la Reproducción. En Biotecnología de la Reproducción (ed. Palma G). Ed. INTA. Balcarce. Argentina. p. 1-14

CABODEVILA, J. y TERUEL, M. 2001. Criopreservación de embriones bovinos. En Biotecnología de la Reproducción (ed. Palma, G.) Ed. INTA. Balcarce. Argentina. p. 149-167

IBGE - Municípios. (Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística) 2022. Consultado el 24 de septiembre de 2023.

NEVES, J. P.; OLIVEIRA, J. F. C.; FREITAS, V. J. F.; SIMPLICIO, A. A.; TEIXEIRA, D. I. A.; ALMEIDA, J. L. Diagnóstico de Prenhez em Ruminantes. In GONÇALVES, P. B. D.;

JANUDEEN M, R.; HAFEZ, E. S. E. Diagnostico da Gestaçao In: HAFEZ, E. S. E; B. HAFEZ. Reprodução Animal.. 7ed. São Paulo, 2004. p. 399-408.

FERNANDES, C. A. C. Ultrassonografia na reprodução de bovinos. pg. 27, 2006, Alfenas MG

Raso, M. (2012). Inseminación artificial a tiempo fija (IATF). Disponible en file:///C:/Users/TOSHIBA%202014/Downloads/INTA_ganaderia46_inseminacion_ovina.pdf

Bó, G. A., Cutaia, L. E., Souza, A. H., & Baruselli, P. S. (2008). Actualización sobre protocolos de IATF en bovinos de leche. In Proceedings of the 3th International Symposium on Animal Reproduction Applied. Londrina, Brazil (pp. 95-110).

Villa, N. A., Morales, C. A., Granada, J. F., Mesa, H., Gomez, G., & Molina, J. J. (2007). Evaluación de cuatro protocolos de sincronización para inseminación a tiempo fijo en vacas Bos indicus lactantes. Rev. Cient. (Maracaibo) v.17 n.5 Maracaibo. Disponible en: http://www.scielo.org.ve/scielo.php?pid=S0798-22592007000500010&script=sci_arttext

Cutaia, L. (2006). Inseminación artificial a tiempo fijo (IATF): Una herramienta para el mejoramiento genético. Instituto de reproducción animal córdoba; universidad católica de córdoba.

Disponible en:

http://www.produccionanimal.com.ar/informacion_tecnica/inseminacion_artificial/60-ia_a_tiempo_fijo.pdf

Cutaia, L. E. (2014). Programas de inseminación artificial a tiempo fijo: análisis de costos e implementación. Consultado el 27/09/2023. Disponible en: http://www.abspecplan.com.br/upload/library/Analise_costo_beneficio_IA_TF_monta_natural.pdf

COLUN. (1 de diciembre de 2021). PROTOCOLO DE SINCRONIZACIÓN DE CELO E INSEMINACIÓN ARTIFICIAL A TIEMPO FIJO EN LA HEMBRA BONVINA (IATF). Recuperado el 28 de septiembre de 2023, de <https://agrocolun.cl/protocolo-iatf-56/>

Brinsko S, P; Varner D, D. (1992). Artificial insemination and preservation of semen. Veterinary Clinics of North America: Equine Practice 8 1: 205-218.

Brinsko. (2011). Semen preservation. En: manual of equine reproduction (3rd ed.). Brinsko S, P; Blanchard T, L; Varner D, D; Schumacher J; Love C, C; Hinrichs K; Hartman D. T. Maryland Heights, Missouri, Estados Unidos. Mosby Elsevier.

Alvarenga M.A; Papa F.O; Carmo M.T; Kievitsbosch T; Manoela M; Chaves C; Neto C.R. (2012). Methods of Concentrating Stallion Semen. Journal of Equine Veterinary Science 32: 424-429.

Alvarenga M.A; Papa F.O; Neto C.R. (2016). Advances in Stallion Semen Cryopreservation. Veterinary Clinic Equine 32: 521–530.

Loomis P.R. (2006). Advanced Methods for Handling and Preparation of Stallion Semen. Veterinary Clinic Equine 22: 663–676.

Hoogewijs, M; Rijsselaere, T; De Vlieghe, S; Vanhaesebrouck, E; De Schauwer C, Govaere, J; Thys, M; Hoflack, G; Van Soom, A; De Kruif, A. (2010). Influence of different centrifugation protocols on equine semen preservation. Theriogenology 74: 118–126.

FONSECA, V.O.et al. Potencial reproductivo de touros da raça Nelore (Bos taurus indicus) em monta natural: proporção touro:vaca 1:40 e fertilidade. Revista Brasileira de Reprodução Animal, v.15, n.1/2, p.103-108, 1992.

SILVA, A.E.D.F.; DODE, M.A.N.; UNANIAN, M.M. Capacidade Reprodutiva do Touro de Corte: funções, anormalidades e fatores que a influenciam. Embrapa – CNPGC. Campo

Grande, 1993. Disponível em:

<http://www.cnpqg.embrapa.br/publicacoes/doc/doc51/03avaliacaocapacidade.h ml>.

Viana JHM, Barreto Filho JB, Albuquerque FT. Ultra-som: ferramenta para melhorar a eficiência reprodutiva. Lavras, MG: Universidade Federal de Lavras, 2004.

Silva AEDF. Reação acrossômica induzida: método indicador de fertilidade de touros. Brasília: EMBRAPA Recursos Genéticos e Biotecnologia, 1998. 38p. (EMBRAPA Recursos Genéticos e Biotecnologia. Documentos, 35).

Unanian MM, Silva AED, McManus C, Cardoso EP. Características biométricas testicular para avaliação de touros zebuínos da raça nelore. Rev Bras Zootec, v.29, p.136-144, 2000.

BUENO, A.P. et al. Produção in vitro de embriões bovinos. Revista Científica Eletrônica De Medicina Veterinária, Garça, Ano IV, Número 11, Julho, 2008.

LUEDKE, F.E. et al. Aspectos da produção in vitro de embriões bovinos no Brasil - Revisão. Pesquisa Agropecuária Gaúcha (PAG). Porto Alegre, v.25, n.1/2, p. 120-132, 2019.

OLIVEIRA, C.S.; SARAPIÃOR. V., QUINTÃO. Biotécnicas da Reprodução em Bovinos. Embrapa Gado de Leite, Juiz de Fora, MG 2014.

da Silva, AE, Fernandes, L., Maschietto, L., Rabelo, L., Souza, S. y Souza, MG (2021). ASPIRACIÓN FOLICULAR EN GANADO: REVISIÓN. Sinapsis múltiple, 10 (1), 28-30.

LUEDKE, F.E. et al. Aspectos da produção in vitro de embriões bovinos no Brasil - Revisão. Pesquisa Agropecuária Gaúcha (PAG). Porto Alegre, v.25, n.1/2, p. 120-132, 2019.