

Universidad Nacional Autónoma de México  
Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia



# Prácticas de manejo reproductivo en animales domésticos



Coordinadoras:

- Lucía Rangel Porta
- Patricia Roldán Santiago

PAPIME (PE202321)

## Directorio

### Universidad Nacional Autónoma de México

Dr. Leonardo Lomelí Vanegas

*Rector*

Dra. Patricia Dolores Dávila Aranda

*Secretaria General*

Mtro. Hugo Alejandro Concha Cantú

*Abogado General*

Mtro. Tomás Humberto Rubio Pérez

*Secretario Administrativo*

Dra. Diana Tamara Martínez Ruiz

*Secretaria de Desarrollo Institucional*

Lic. Raúl Arcenio Aguilar Tamayo

*Secretario de Prevención, Atención y Seguridad Universitaria*

### Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia

Dr. Carlos G. Gutiérrez Aguilar

*Director*

Dr. José Luis Dávalos Flores

*Secretario General*

LC Enrique López Martínez

*Secretario Administrativo*

M en C Mariano Hernández Gil

*Secretario de Vinculación y Proyectos Especiales*

Dra. Patricia Roldán Santiago

*Jefa del Departamento de Reproducción*

MVZ Miguel Ángel Cuevas Díaz

*Jefe del Departamento de Publicaciones*

MVZ Enrique Basurto Argueta

*Jefe del Departamento de Diseño Gráfico y Editorial*



Universidad Nacional Autónoma de México  
Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia



# Prácticas de manejo reproductivo en animales domésticos

Coordinadoras:

*Lucía Rangel Porta*

*Patricia Roldán Santiago*

Autores:

*Alberto Balcázar Sánchez* ▶ *Myriam Boeta Acosta*

*José Luis Cerbón Gutiérrez* ▶ *Maricruz Díaz Durán*

*Angélica Escobedo* ▶ *Carlos García Ortiz*

*Juan Manuel González Huerta* ▶ *Hilda Morayma Guerrero Netro*

*Joel Hernández Cerón* ▶ *Rafael Paz Benito*

*Antonio Ismael Porras Almeraya* ▶ *Lucía Rangel Porta*

*Angélica Daniela Reyes Perea* ▶ *Ana Delia Rodríguez Cortez*

*Patricia Roldán Santiago* ▶ *Luis Alberto Zarco Quintero*



Primera edición, 5 de septiembre de 2024.

D.R.© 2024, Universidad Nacional Autónoma de México.  
Ciudad Universitaria, Coyoacán, 04510, Ciudad de México.

ISBN: 978-607-30-9556-3

Esta edición y sus características son propiedad de la UNAM.

Prohibida la reproducción total o parcial por cualquier medio,  
sin la autorización escrita del titular de los derechos patrimoniales.

El Comité Editorial de la FMVZ de la UNAM agradece al **Dr. José Alfredo Medrano Hernández**, Investigador-Profesor Titular T. C. de la Facultad de Estudios Superiores Cuautitlán-UNAM, por su colaboración como revisor técnico.

El presente libro se realizó gracias al apoyo de la Dirección General de Asuntos del Personal Académico (DGAPA) de la UNAM, a través del proyecto PAPIIME PE202321.

Hecho en México.

# Contenido

Agradecimientos.....	6
Presentación .....	7
<b>Anatomía de los órganos reproductivos de las especies domésticas y palpación <i>ex situ</i>. Práctica 1 .....</b>	<b>9</b>
<i>Luis Alberto Zarco Quintero y Joel Hernández Cerón</i>	
<b>Diagnóstico de gestación. Práctica 2 .....</b>	<b>36</b>
<i>Lucía Rangel y Patricia Roldán Santiago</i>	
<b>Evaluación y conservación de gametos. Práctica 3.....</b>	<b>82</b>
<i>Hilda Morayma Guerrero Netro, Ana Delia Rodríguez Cortez, Angélica Daniela Reyes Perea y José Luis Cerbón Gutiérrez</i>	
<b>Examen del aparato reproductor en la vaca y la yegua, por palpación transrectal. Práctica 4 .....</b>	<b>126</b>
<i>Joel Hernández Cerón</i>	
<b>Manejo clínico de la distocia en la vaca. Práctica 5.....</b>	<b>149</b>
<i>Joel Hernández Cerón y Carlos García Ortiz</i>	
<b>Evaluación reproductiva del semental. Práctica 6.....</b>	<b>172</b>
<i>Antonio Ismael Porras Almeraya</i>	
<b>Manejo de registros y cálculo de parámetros reproductivos en el ganado lechero. Práctica 7 .....</b>	<b>213</b>
<i>Lucía Rangel, Rafael Paz Benito y Alberto Balcázar Sánchez</i>	
<b>Manejo reproductivo en caninos. Práctica 8.....</b>	<b>265</b>
<i>Rafael Eduardo Paz Benito</i>	
<b>Manejo reproductivo en el equino. Práctica 9.....</b>	<b>314</b>
<i>Myriam Boeta Acosta y Maricruz Díaz Durán</i>	
<b>Manejo reproductivo en ovinos y caprinos. Práctica 10.....</b>	<b>358</b>
<i>Alberto Balcázar Sánchez y Angélica Escobedo</i>	
<b>Manejo reproductivo en porcinos. Práctica 11.....</b>	<b>423</b>
<i>Patricia Roldán Santiago y Juan Manuel González Huerta</i>	
<b>Apartado 1. Práctica 10 .....</b>	<b>448</b>
<i>Alberto Balcázar Sánchez</i>	

## Agradecimientos

Esta obra está dedicada a nuestros estudiantes, quienes día con día nos transmiten esa dosis de pasión que es un gran incentivo para el quehacer académico de quienes nos dedicamos a esta bella profesión.

Existe una fase en la vida docente que se experimenta con particular alegría: cuando encendemos en nuestro estudiantado la inquietud por profundizar en el conocimiento más allá de lo expuesto en el aula; en ese momento la pasión por aprender crece y son capaces de transformar la teoría en la práctica... momento que nos retribuye la satisfacción del deber cumplido.

Esa motivación condujo al Claustro de la Asignatura de Reproducción a desarrollar este manual con el objetivo de innovar en el proceso de enseñanza-aprendizaje. Esperamos que se convierta en una herramienta que permita al alumno o la alumna adquirir competencias para la vida académica y profesional.

Agradecemos a quienes aportaron su toque intelectual o artístico para enriquecer la obra que hoy compartimos orgullosamente: los revisores: Dr. Juan Alfredo Medrano Hernández, revisor técnico, y Roberto García Bonilla, revisor de estilo; así como la LDCV Rosalinda Meza Contreras, quien realizó el diseño editorial y la formación del manual.

Las coordinadoras estamos muy satisfechas con esta obra y agradecemos el privilegio de formar parte de la Universidad Nacional Autónoma de México, Institución que nos brinda la posibilidad de dedicar nuestra vida a la formación de los futuros médicos veterinarios zootecnistas de México y del mundo.



## Presentación

La reproducción animal es un pilar fundamental para la conservación de la biodiversidad y el desarrollo de la producción pecuaria. A lo largo de su historia el ser humano ha seleccionado y mejorado genéticamente a los animales para obtener beneficios como la producción de alimentos de origen animal.

Este libro tiene como objetivo brindar a los futuros profesionales de la medicina veterinaria y la zootecnia las herramientas necesarias para comprender los complejos procesos reproductivos de los animales domésticos. A través de una sólida base teórica y práctica, el alumnado adquirirá conocimientos en fisiología reproductiva, endocrinología y técnicas de reproducción asistida, como la inseminación artificial y la transferencia de embriones.

En esta obra participan experimentados médicos veterinarios y zootecnistas que destacan en el manejo reproductivo y en la transmisión de su conocimiento con el interés de formar profesionales capaces de enfrentar situaciones críticas en su práctica diaria, contando con las herramientas necesarias, de acuerdo al contexto de cada caso.

El contenido se complementa con casos prácticos, imágenes ilustrativas y un lenguaje claro y conciso, respaldado en una exhaustiva revisión de la literatura científica y la inclusión de los últimos avances en el campo de la reproducción animal.



Además de los aspectos fisiológicos, la obra aborda temas de gran relevancia en la práctica clínica, como el diagnóstico de las principales patologías reproductivas y el manejo de situaciones de emergencia. Se incluyen casos prácticos que permitirán aplicar los conocimientos adquiridos a situaciones reales.

Con este libro, buscamos empoderar a los futuros médicos veterinarios y zootecnistas, proporcionándoles las herramientas para tomar decisiones informadas y basadas en la evidencia en cada etapa de su carrera profesional.

Lucía Rangel Porta y Patricia Roldán Santiago





Prácticas de manejo  
reproductivo  
en animales domésticos

# Anatomía de los órganos reproductivos de las especies domésticas y palpación *ex situ*

## P RÁCTICA 1

*Luis Alberto Zarco Quintero*  
*Joel Hernández Cerón*

# Anatomía de los órganos reproductivos de las especies domésticas y palpación *ex situ*

## PRÁCTICA 1

Autores: Luis Alberto Zarco Quintero y Joel Hernández Cerón



### 1 Introducción

El manejo reproductivo de los animales domésticos como la atención clínica de sus problemas reproductivos, requieren del conocimiento detallado de la anatomía de los órganos genitales del macho y la hembra de cada especie.

Los órganos reproductivos de las diferentes especies domésticas comparten muchas características; aun así cada especie tiene particularidades distintivas relacionadas con su fisiología y con las estrategias reproductivas propias de la especie (tamaño de la camada, método de selección sexual de la especie, etc.).

Es necesario el conocimiento de las características propias de los órganos reproductivos de cada especie para realizar de manera adecuada la evaluación de la capacidad y salud reproductiva de los sementales y de las hembras, así como para determinar el estado fisiológico de los animales, poder realizar el diagnóstico de gestación,



así como el correcto diagnóstico de patologías reproductivas. Es necesario conocer, también, las particularidades de cada especie para la correcta manipulación de los órganos reproductivos durante la realización de técnicas de manejo tales como la palpación transrectal, la recolección de semen, la colocación de dispositivos intravaginales, la inseminación artificial, la colección y transferencia de embriones o la aspiración folicular.

Debido a que la mayor parte de los órganos reproductivos de cada especie son internos, no sólo es necesario conocer las características de cada órgano, sino también su disposición natural en el organismo, lo cual facilitará su localización durante procedimientos de evaluación o diagnóstico.

## 2 Objetivo

Conocer las características macroscópicas de cada uno de los órganos que conforman el aparato reproductor masculino y femenino del bovino, ovino, caprino, porcino, equino y canino, identificando las estructuras propias de cada especie, así como aquellas que sean importantes para el desarrollo de procedimientos diagnósticos, terapéuticos o de manejo reproductivo.

Practicar con material de rastro –matadero– y/o con simuladores la técnica de palpación rectal en bovinos.

### Objetivos específicos

- ▶ Identificar y describir cada uno de los órganos del aparato reproductor de machos y hembras de diferentes especies domésticas mediante el uso de material de rastro para que distingan las características macroscópicas de cada uno.



- ▶ Describir las particularidades de los tractos reproductivos masculinos y femeninos mediante la observación del material de rastro que le sean presentados, para identificar a qué especie pertenece.
- ▶ Realizar incisiones o disecciones mediante el uso de material de disección en los órganos de rastro para identificar las características internas relevantes de los órganos reproductivos de diferentes especies domésticas..
- ▶ Realizar la técnica de palpación rectal, mediante el uso de úteros de vaca en simuladores, y de ese modo identificar los órganos que componen el aparato reproductor de la hembra, así como las estructuras presentes en el ovario.

### 3 Actividades

Las actividades se llevarán a cabo en el anexo de prácticas del departamento de reproducción, dentro de la FMVZ utilizando órganos o aparatos reproductores procedentes de rastros, cirugías reproductivas o necropsias, así como modelos anatómicos.



Antes de la práctica, el alumnado debe ver la película de palpación transrectal del Dr. Robert H. Bondurant y los materiales correspondientes en el libro Reproducción de los animales domésticos, del Dr. Carlos Galina:

- ▶ [https://www.fmvz.unam.mx/fmvz/publicaciones/archivos/evaluacion\\_transrectal.html](https://www.fmvz.unam.mx/fmvz/publicaciones/archivos/evaluacion_transrectal.html)
- ▶ [https://reproduccionanimalesdomesticos.fmvz.unam.mx/video-teca/video/tecnica\\_de\\_palpacion.mp4](https://reproduccionanimalesdomesticos.fmvz.unam.mx/video-teca/video/tecnica_de_palpacion.mp4)
- ▶ [https://reproduccionanimalesdomesticos.fmvz.unam.mx/video-teca/video/aparato\\_reproductor\\_de\\_la\\_yegua.mp4](https://reproduccionanimalesdomesticos.fmvz.unam.mx/video-teca/video/aparato_reproductor_de_la_yegua.mp4)



- ▶ [https://reproduccionanimalesdomesticos.fmvz.unam.mx/video-teca/video/aparato\\_reproductor\\_del\\_toro.mp4](https://reproduccionanimalesdomesticos.fmvz.unam.mx/video-teca/video/aparato_reproductor_del_toro.mp4)
- ▶ [https://reproduccionanimalesdomesticos.fmvz.unam.mx/video-teca/video/aparato\\_reproductor\\_de\\_la\\_vaca\\_en\\_etapa\\_de\\_estro\\_y\\_anestro.mp4](https://reproduccionanimalesdomesticos.fmvz.unam.mx/video-teca/video/aparato_reproductor_de_la_vaca_en_etapa_de_estro_y_anestro.mp4)

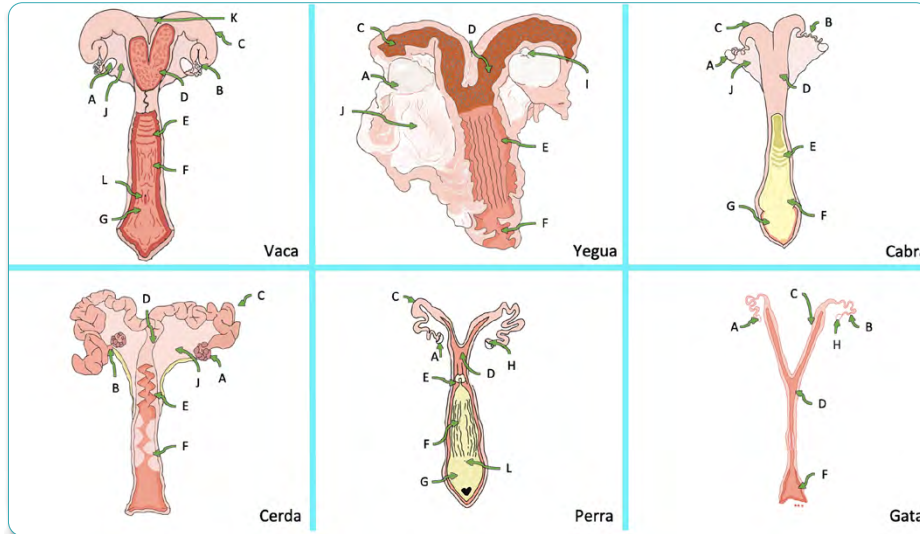
**VIDEO INSTRUCCIONAL:** Para lograr la mayor comprensión del video, se deberá leer previamente toda la práctica.

1. Palpación en bancos 
2. Palpación ovárica 

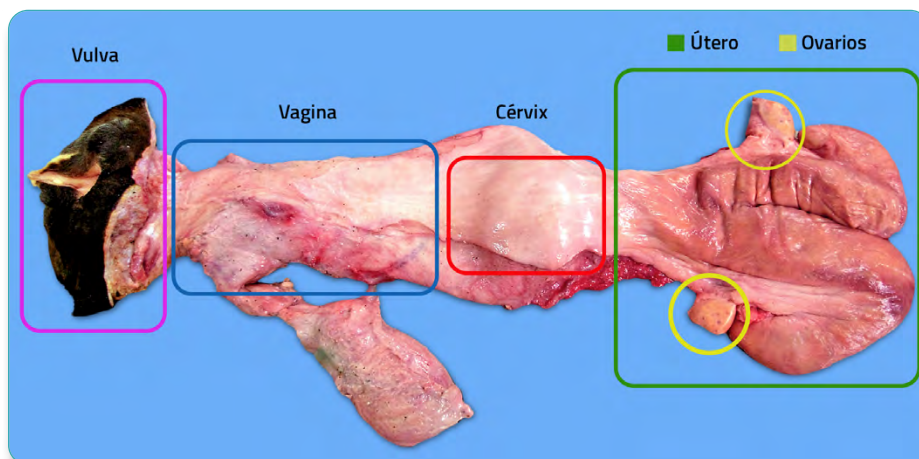
## 4 Habilidades y destrezas por adquirir

Actividades	Destrezas
Revisión general de las características del aparato reproductor de una hembra	El alumnado será capaz de identificar cada uno de los órganos que conforman el aparato reproductor de una hembra, identificar la especie a la que pertenece y describir las características principales que permitieron la identificación. Podrá recrear en lo posible, la posición natural de los órganos y su relación con las diferentes porciones del ligamento ancho (como se muestra en las imágenes 1 y 2).

continúa...



**Imagen 1.** Aparato reproductor de las hembras domésticas: **A:** ovarios; **B:** oviductos; **C:** cuernos uterinos; **D:** cuerpo del útero; **E:** cérvix; **F:** vagina; **G:** vestíbulo; **H:** bolsa ovárica; **I:** fosa de ovulación; **J:** Ligamento ancho; **K:** Ligamento intercornual; **L:** orificio uretral externo (Imagen elaborada por: Tania Escárcega y Héctor Nájera).

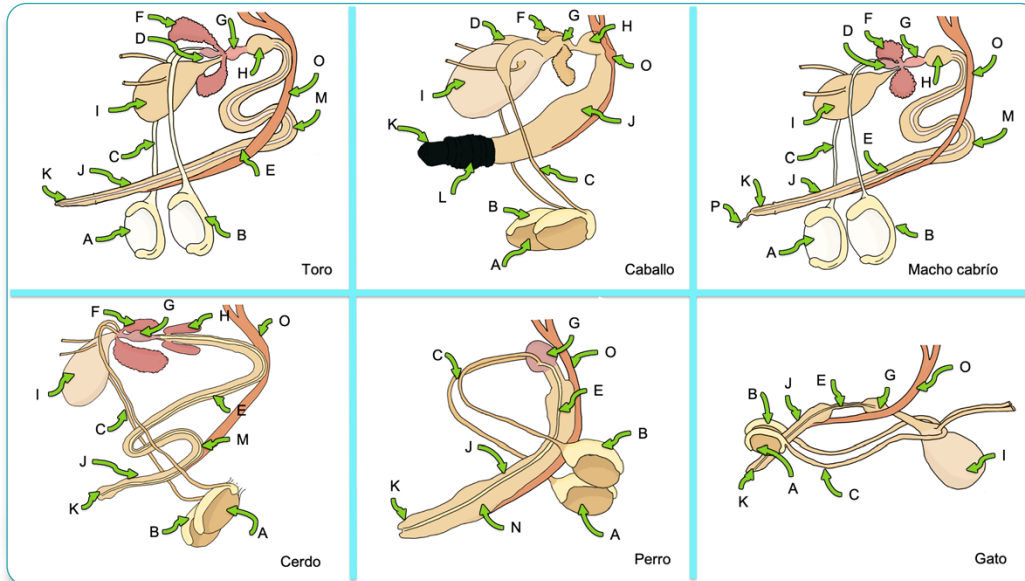


**Imagen 2.** Aparato reproductor de la vaca. Vulva (□); Vagina (□); Cérvix (□); Útero (□); Ovarios (○) (Imagen elaborada por: Joel Hernández).



Actividades	Destrezas
<p>Revisión detallada de las características externas de los órganos reproductivos femeninos.</p>	<p>El alumnado será capaz de identificar la presencia de folículos, cuerpos hemorrágicos, cuerpos lúteos, cuerpos albicans y quistes, tras haber realizado la revisión externa de los ovarios. Identificará en las especies que sea posible el oviducto y la bolsa ovárica, así como el tipo de útero de acuerdo con la relación entre el cuerpo y los cuernos uterinos. Será capaz de localizar los ligamentos intercornuales. Podrá identificar qué porción del ligamento ancho corresponde al mesovario, mesosalpinx y mesometrio. Será capaz de localizar el cérvix y describir su consistencia externa, de identificar la os externa del cérvix y describir sus características. En caso de estar presentes identificará la vagina, vestíbulo, labios vulvares y clítoris.</p>
<p>Realización de disecciones e incisiones en aparatos reproductivos de diferentes especies.</p>	<p>En caso de estar presente un cuerpo lúteo, el alumnado será capaz de incidirlo y posteriormente describir sus características, también identificará la relación entre la porción observable externamente y la que está inmersa en el ovario. En caso de tratarse de órganos de yegua, seccionará un ovario e identificará la fosa de ovulación. En caso de tratarse de órganos de perra incidirá la bolsa ovárica para extraer el ovario y observará su superficie externa antes de cortarlos. Luego de explorar longitudinalmente el cérvix, el estudiantado será capaz de describir sus características internas y señalar su importancia durante la inseminación artificial. En caso de tratarse de órganos de rumiante –después de incidir longitudinalmente el útero– será capaz de identificar las carúnculas y describir su localización general.</p>
<p>Revisión general de las características del aparato reproductor de un macho.</p>	<p>El alumnado será capaz de identificar los órganos que componen el aparato reproductor de un macho, de identificar la especie a la que pertenece y de describir las características generales que permitieron la identificación. Podrá recrear, en lo posible, la posición natural de cada órgano con respecto al resto de los órganos (como se muestra en la <a href="#">imagen 3</a>).</p>

continúa...



**Imagen 3.** Aparato reproductor de los machos domésticos. **A:** testículos; **B:** epidídimo; **C:** conductos deferentes; **D:** ampolla; **E:** uretra; **F:** glándulas seminales; **G:** próstata; **H:** glándulas bulbouretrales; **I:** vejiga; **J:** pene; **K:** glande; **L:** prepucio; **M:** flexura sigmoidea; **N:** bulbo peneano; **O:** músculo retractor del pene; **P:** proceso uretral (Imagen elaborada por: Tania Escárcega y Héctor Nájera).





Actividades	Destrezas
<p>Revisión detallada de las características externas de los órganos reproductivos de un macho.</p>	<p>El alumnado será capaz de describir la consistencia externa de los testículos, así como la relación entre el testículo y las distintas partes del epidídimo: cabeza, cuerpo y cola; su relación con el testículo. Identificará el cordón espermático, los conductos deferentes y las ámpulas de los conductos deferentes, así como las glándulas sexuales accesorias propias de la especie y será capaz de describir sus características (tamaño, forma, localización, presencia o ausencia de lobulaciones). Identificará la uretra pélvica y describirá su relación respecto a la vejiga, ámpulas de los conductos deferentes y glándulas sexuales accesorias.</p> <p>Se logrará la identificación de la porción intrapélvica del pene y su relación con el músculo retractor del pene, si se trata de un rumiante o un cerdo identificará la flexura sigmoidea del pene ("S" peneana) y su relación con el músculo retractor del pene. Reconocerá, el estudiantado, la consistencia externa de un pene fibroelástico o un pene vascular. Será capaz de identificar y describir las características específicas del glande del pene de cada especie y describirá la relación de estas características con las del cérvix de la hembra de la especie.</p>
<p>Realización de incisiones y disecciones.</p>	<p>El alumnado será capaz de realizar una disección para distinguir la túnica vaginal visceral de la túnica albugínea, describiendo la apariencia externa de esta última. Será capaz de describir la estructura interna general de un testículo después de incidirlo longitudinalmente. Al realizar una disección a nivel del cordón espermático será capaz de identificar el músculo cremáster, el conducto deferente y el plexo pampiniforme. Después de realizar una sección transversal en el pene identificará la uretra, los cuerpos cavernosos y esponjosos del pene y de la uretra, así como el hueso peneano en el caso del perro.</p>

continúa...



Actividades	Destrezas
Palpación del aparato reproductor de hembra en simuladores.	El alumnado tendrá la habilidad de reconocer las dimensiones y la textura de cada órgano o tejido; de identificar y sujetar el cérvix, así como de realizar la retracción uterina y poder palpar los ovarios y así diferenciar un cuerpo lúteo de un folículo. Aprenderá a utilizar los guantes de palpación y el material necesario para realizar esta técnica. Alumnas y alumnos Identificarán los puntos de referencia de tamaño, al medir con una regla el diámetro que se forma entre el pulgar y el dedo índice de la mano, así como la longitud de cada una de las falanges de los dedos índice y pulgar.

## 5 Materiales

El alumnado deberá acudir a la práctica con bata o filipina quirúrgica, guantes de exploración no estériles –látex o vinilo–, guantes de palpación y cubrebocas.

Se podrá disponer de disección como tijeras, bisturí y pinzas, bancos de palpación y simuladores de palpación; se contará, asimismo, con lo necesario para la desinfección del instrumental y las superficies al terminar la práctica.

Se recomienda que el alumnado traiga aparatos reproductivos, idealmente un aparato por cada dos estudiantes.



## 6 Desarrollo de la práctica

1. En el desarrollo de esta práctica se utilizarán órganos o aparatos reproductores procedentes de rastros, cirugías reproductivas o necropsias, así como modelos anatómicos. Los aparatos reproductores deberán presentarse con la mayor integridad posible. Se incluirán órganos internos y externos, además de otras estructuras relevantes, como son el ligamento ancho, la vejiga urinaria o el músculo retractor del pene. El alumnado se dividirá en grupos de cuatro personas. A cada grupo se le asignará un aparato reproductor de macho y uno de hembra. Hasta donde sea posible, se asignarán órganos de diferentes especies a los distintos grupos de estudiantes. Para el trabajo con material biológico –obtenido de rastro, necropsia o cirugía– se trabajará con equipo de protección adecuado (bata, guantes y cubrebocas). El alumnado se dividirá en grupos de 4 personas. A cada grupo se le asignará un aparato reproductor tanto de macho como de hembra. Se procurará disponer de los órganos de las diferentes especies a los distintos grupos de estudiantes. El trabajo con material biológico (de rastro, necropsia o cirugía) se trabajará con equipo de protección adecuado (bata, guantes y cubrebocas).
2. Antes de revisar el aparato reproductor femenino, los estudiantes deberán leer la unidad 1 del libro *Fisiología Reproductiva de los Animales Domésticos* y familiarizarse con las imágenes 1.1 a 1.8 del libro. Una vez que le asigne un aparato reproductor, cada grupo deberá identificar los ovarios, oviductos, cuernos uterinos,



cuerpo del útero, cérvix y, en caso de estar presentes, la vagina y la vulva. Deberá identificar el ligamento ancho y sus porciones (mesovario, mesosalpinx y mesometrio). Cada grupo describirá las estructuras presentes en los ovarios a partir de su apariencia externa, su consistencia al tacto y su apariencia a la disección. Los integrantes de los grupos, clasificarán el útero de acuerdo a la proporción anatómica entre los cuernos y el cuerpo (de alta, media o baja fusión) y determinarán, de manera externa, el sitio de bifurcación de los cuernos uterinos. Se identificará, de ese mismo modo, la consistencia del cérvix y sus límites. Lo anterior permitirá al grupo identificar la especie de la cual proviene el material; después se realizarán las siguientes:

- a. Si se trata del aparato reproductor de un rumiante se manipulará el útero para reproducir la posición natural de los cuernos uterinos y ovarios. Se deberá incidir de manera longitudinal uno de los cuernos para identificar la presencia y localización de las carúnculas, así como el cuerpo uterino para localizar el punto real de la bifurcación uterina. Se incidirá longitudinalmente el cérvix para localizar y observar los anillos cervicales y la conformación del canal cervical. Se identificarán los ligamentos que se utilizan para la retracción del útero durante la palpación rectal (ligamento ancho y ligamentos intercornuales). Se observarán las características de la os cervical externa (en caso de estar presente la vagina se hará una incisión en ésta para observar la os externa del cérvix).



- b. Si se trata del aparato reproductor de una yegua, se manipulará el útero para reproducir la posición natural de los cuernos y ovarios. Se identificará la bifurcación de los cuernos para relacionarla con el sitio en el que con regularidad se fijan las vesículas embrionarias. Se palparán los ovarios externamente para tratar de identificar estructuras y después se incidirán los ovarios para identificar su presencia; en caso de haber folículos grandes, se buscará su orientación hacia la fosa de ovulación. Se revisará la apariencia de la os externa del cérvix y se incidirá longitudinalmente el cérvix para observar sus características internas.
    - c. En el aparato reproductor de una cerda, se identificarán las estructuras presentes de manera externa en los ovarios. Se observará la forma en que los cuernos uterinos se pliegan, antes de extenderlos para medir su longitud. Se incidirá el cérvix, a lo largo, para observar su disposición interna.
    - d. Si se trata del aparato reproductor de una perra, se observarán los ovarios dentro de la bolsa ovárica antes de incidirla para acceder a la observación directa de las estructuras ováricas. Se extenderán y medirán los cuernos uterinos. Se incidirá el cérvix y se observará su disposición interna.
  3. Antes de inspeccionar el aparato reproductor masculino, los estudiantes revisarán el capítulo 1 y las imágenes 1.10 a 1.15 del libro "Fisiología Reproductiva de los Animales Domésticos", además de las imágenes que se presentan al final de este capítulo. Una vez que le asigne un aparato reproductor, cada equipo deberá identificar los testículos, epidídimos, conductos deferentes y sus



ámpulas, así como las glándulas accesorias: próstata, vesículas seminales, glándulas bulbouretrales, según la especie. Se observarán y palparán los testículos para conocer su tamaño, forma y consistencia. Se observará y palpará el epidídimo, para identificar la cabeza, el cuerpo y la cola. Se reconocerá el cordón espermático y sus componentes (conductos deferentes, músculo cremáster, vasos sanguíneos). Se establecerá el punto de conexión de la uretra pélvica con los uréteres, con los conductos deferentes y con las glándulas accesorias. Se identificará el pene en su porción interna y externa y se observará su conformación y consistencia; asimismo determinará si se trata de un pene vascular o fibroelástico. Se inspeccionará el glande del pene y se precisará su conformación, así como las características distintivas de cada especie. En caso de estar presentes, se identificarán el músculo retractor del pene o su punto de inserción en el pene y el prepucio y su relación con el pene. La información recabada permitirá identificar la especie a la que pertenece el material anatómico, y se procederá a la siguiente fase:

- a. En caso de tratarse del aparato reproductor de un rumiante se manipulará para reproducir en lo posible su posición natural. Se identificará la flexura sigmoidea o "S" peneana y su disposición en estado de relajación y en estado de erección. Se identificará la inserción del músculo retractor del pene. Se identificará el punto de unión del pene con el prepucio. Se reconocerá la forma y características del glande del pene; se incluirá el proceso uretral en caso de ser de carnero o macho



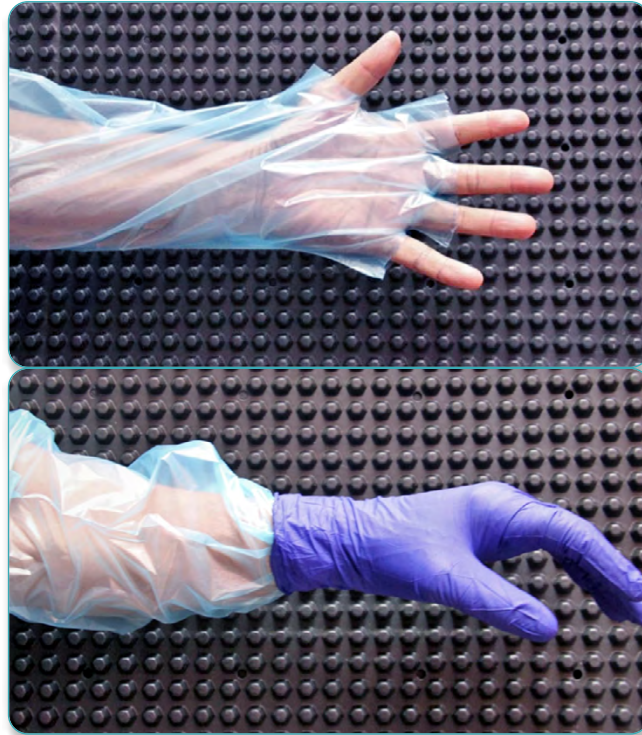
cabrío. En caso de estar presentes se observarán y palparán las vesículas seminales, describiendo su forma y consistencia. Se identificará la próstata. Al incidir un testículo se identificará la túnica vaginal, la túnica albugínea y el parénquima testicular. También se observará la conformación de la porción medular del testículo.

- b. Si se trata del aparato reproductor de un equino se manipulará para reproducir en lo posible su posición natural. Se identificará la porción intra-pélvica del pene y su porción externa. Se observará la conformación del glande del pene, incluyendo el proceso uretral. Se revisarán las ámpulas de los conductos deferentes y se revisará la forma y consistencia de las vesículas seminales. Al incidir un testículo se identificará la túnica vaginal y la túnica albugínea, el parénquima testicular y se observará la conformación de la porción medular del testículo.
- c. Cuando se trate del aparato reproductor de un cerdo, éste se manipulará para reproducir en lo posible su posición natural; se identificará la flexura sigmoidea o "S" peneana y su disposición en estado de relajación o erección. Se identificará la inserción del músculo retractor del pene. Se reconocerá la forma y características del glande. En caso de estar presentes las glándulas accesorias, se revisará su forma y consistencia. Al incidir un testículo se identificará la túnica vaginal y la túnica albugínea; se reconocerá el parénquima testicular y se observará la conformación de la porción medular del testículo.
- d. En el aparato reproductor de un perro se manipulará para reproducir en lo posible su posición natural. Se identificará la próstata y se examinará el pene para ubicar el bulbo peneano

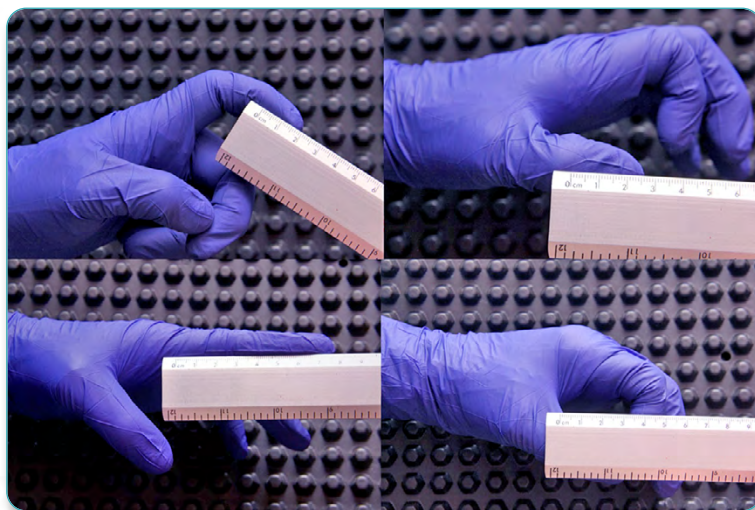


- y la porción larga del glande. Se incidirá el pene para observar el hueso peneano. Al incidir un testículo se identificará la túnica vaginal y la túnica albugínea, el parénquima testicular y se observará la conformación de la porción medular del testículo.
4. Una vez realizadas las actividades descritas en los incisos 2 y 3, cada equipo describirá al resto del grupo –en un máximo de diez minutos– las características anatómicas de los especímenes revisados, haciendo énfasis en aquellos rasgos específicas de la especie descrita.
  5. Se realizará la palpación del aparato reproductor de vaca o de yegua utilizando un simulador y órganos de rastro completos donde se identifiquen diferentes estructuras en los ovarios (folículos, cuerpos lúteos, cuerpos hemorrágicos, etc). Durante el aprendizaje de la técnica es de gran utilidad usar un guante de palpación al cual se le cortan los dedos y encima se ajusta un guante de cirujano o de nitrilo (**Imagen 4**). Esta sencilla técnica mejorará la sensibilidad. Es necesario tener puntos de referencia en nuestra mano para estimar las dimensiones de las estructuras que se están palpando, para lo cual es indispensable medir con una regla el diámetro que se forma entre el pulgar y el dedo índice de la mano y la longitud de cada una de las falanges de los dedos índice y pulgar (**Imagen 5**).





**Imagen 4.** Guante de palpación al cual se le han cortado los dedos para ponerse encima un guante de cirujano o de nitrilo.



**Imagen 5.** Medición de los dedos, falanges y del diámetro que se forma entre el dedo índice y el pulgar para hacer estimaciones de las dimensiones de las estructuras que se palpan.



En la simulación de la palpación rectal se utilizará material de rastro, colocado en los bancos de palpación del anexo de prácticas del departamento, o en bolsas sobre una mesa (**Imagen 6**).



**Imagen 6.** Para desarrollar la sensibilidad en la mano, se deben utilizar simuladores para que los alumnos palpén sin ver las estructuras y después corroboren visualmente su diagnóstico.



- Al final de la práctica, los estudiantes limpiarán y desinfectarán los instrumentos y superficies utilizadas y dispondrán en forma apropiada el material biológico que utilizaron.

## 7 Forma en que será evaluada la actividad

La evaluación de las diferentes actividades se realizará mediante las siguientes **LISTAS DE COTEJO**:

### ÓRGANOS REPRODUCTIVOS DE LA HEMBRA

Actividad	Habilidades y destrezas	Desempeño	Puntuación
Revisión general de las características del aparato reproductor de una hembra.	Identificación correcta de la especie a la que pertenecen los órganos (equino, porcino, rumiante, canino).	Sí No	6 0
	Identificación de los ovarios, oviductos, cuernos uterinos, útero, cérvix, vagina, vulva (si está presente).	Todos Algunos Ninguno	4 2 0
	Descripción de las características que le permitieron la identificación de la especie.	Total Parcial No	4 2 0

continúa...



Actividad	Habilidades y destrezas	Desempeño	Puntuación
Revisión detallada de las características externas de los órganos reproductivos femeninos.	Descripción adecuada de las características del ovario, la apariencia externa de las estructuras presentes en el mismo, así como la relación del ovario con el mesovario.	Total Parcial No	4 2 0
	Identificación del oviducto y su relación con el mesosalpinx; identificación de la unión útero-tubárica.	Sí Parcialmente No	4 2 0
	Identificación del tipo de útero; descripción de sus características e identificación correcta del cuerpo, la bifurcación, los cuernos, la unión útero-tubárica, los ligamentos intercornuales y la relación del útero con el mesovario.	Total Parcial No	4 2 0
	Identificación del cérvix, descripción su consistencia, identificación e descripción de la os externa del cérvix y sus características.	Total Parcial No	4 2 0
	En caso de estar presentes, identificación de la vagina, vestíbulo, vulva, labios y clítoris. (Si están ausentes, al no poderse evaluar se asignarán los cuatro puntos correspondientes a esta variable).	Total Parcial No	4 2 0
Realización de incisiones y disecciones de acuerdo a la especie.	Descripción de las características estructurales ováricas presentes: cuerpos lúteos, folículos, cuerpos hemorrágicos, cuerpos albicans. En el caso de la yegua: fosa de ovulación, y en el caso de la perra bolsa ovárica.	Total Parcial No	4 2 0
	En el caso de los rumiantes, identificación de las carúnculas y descripción de su localización general. En todas las especies descripción adecuada de la conformación interna del cérvix y el canal cervical.	Sí Parcial No	4 2 0

continúa...



Actividad	Habilidades y destrezas	Desempeño	Puntuación
Aplicación de medidas de bioseguridad pertinentes.	Uso, en todo momento, de la protección personal apropiada para el trabajo con material de rastro (bata, guantes, cubrebocas). Limpieza y desinfección adecuada de los instrumentos y superficies después de su empleo. Correcta disposición de los materiales de acuerdo a su tipo.	Sí Parcial No	8 4 0
<b>TOTAL</b>	<b>(Suma máxima: 50 puntos)</b>		

## ÓRGANOS REPRODUCTIVOS DEL MACHO

Actividad	Habilidades y destrezas	Desempeño	Puntuación
Revisión general de las características del aparato reproductor de un macho.	Identificación correcta de la especie a la que pertenecen los órganos.	Sí No	6 0
	Identificación de los testículos, epidídimo, conductos deferentes, glándulas sexuales accesorias de la especie y pene.	Todos Algunos Ninguno	4 2 0
	Descripción de las características que le permitieron identificar la especie.	Total Parcial No	4 2 0
	Colocación del aparato reproductor reproduciendo la posición natural de cada órgano.	Sí No	4 0
Revisión detallada de las características externas de los órganos reproductivos masculinos.	Descripción adecuada de las características de los testículos (forma, tamaño, consistencia) y su relación con el epidídimo y con el cordón espermático.	Total Parcial No	4 2 0
	Identificación de la cabeza, cuerpo y cola del epidídimo y describió su consistencia.	Sí Parcial No	4 2 0
	Identificación de las glándulas sexuales accesorias propias de la especie, describiendo su forma, tamaño y otras características.	Total Parcial No	4 2 0
	Identificación de la porción intrapélvica y extrapélvica del pene, describió sus características y lo clasificó como vascular o fibroelástico. Identificó la inserción del músculo retractor del pene.	Total Parcial No	4 2 0
	Descripción de las características del glande y otras características del pene propias de la especie.	Total Parcial No	4 2 0

continúa...



Actividad	Habilidades y destrezas	Desempeño	Puntuación
Realización de incisiones y disecciones.	Al realizar la disección del testículo, identificación de la túnica vaginal, la túnica albugínea y parénquima. Describió las características de la corteza y médula testicular.	Total Parcial No	4 2 0
	En la realización de la disección del cordón espermático, identificación el músculo cremáster, el conducto deferente y el plexo pampiniforme.	Sí Parcial No	4 2 0
	Al seccionar transversalmente el pene, identificación de la uretra, los cuerpos cavernosos y el cuerpo esponjoso. En el caso de un pene fibroelástico, identificación la cápsula fibrosa.	Sí Parcial No	4 2 0
<b>TOTAL</b>	<b>(Suma máxima: 50 puntos)</b>		

## PALPACIÓN DEL APARATO REPRODUCTOR DE LA HEMBRA EN SIMULADORES

Actividad	Habilidades y destrezas	Desempeño	Puntuación
Preparación para la palpación.	Correcto uso de los guantes de palpación, cortando las puntas de los dedos y utilizando un guante de látex para mejorar la sensibilidad.	Sí No	6 0
	Utilización de los dedos como medida de referencia para la identificación del tamaño de las estructuras.	Sí Parcial No	4 2 0
	Verificación en la colocación del aparato reproductor reproduciendo la posición natural de cada órgano.	Sí No	4 0
Palpación en simuladores.	Identificación de la especie a la que pertenece el aparato reproductor colocado en el simulador.	Sí No	4 0
	Reconocimiento de las dimensiones y la textura de cérvix, útero y ovarios al realizar la palpación.	Sí Parcial No	4 2 0
	Identificación del ligamento intercornual y realización de la retracción uterina.	Sí Parcial No	4 2 0
	Lograr la identificación, los ovarios y reconocer las estructuras presentes en cada uno.	Total Parcial No	4 2 0
<b>TOTAL</b>	<b>(Suma máxima: 30 puntos)</b>		



## 8 Bibliografía

Rangel L, Hernández J. Fisiología Reproductiva de los Animales Domésticos. Boeta M, Balcázar J, Cerbón J, Hernández J, Páramo R, Porras A, Salgado B, Valencia J, Zarco L. CDMX (México): Universidad Nacional Autónoma de México; 2018.

Senger P. Pathways to Pregnancy and Parturition. 2d. ed. Washington (EE. UU): Current Conceptions, Inc; 2003.



## 9 Caso

### Afección de los órganos reproductivos

Autores: Katia Montoya y Lucía Rangel

#### APRENDIZAJES

Con este caso clínico el alumnado identificará la anatomía reproductiva normal del perro, así como algunas causas por las cuales pueda verse alterada, comprometiendo la actividad reproductiva de los animales.

#### ESCENARIO DEL CASO

A la clínica veterinaria ingresa Lobo, un paciente macho canino de tres años raza Husky Siberiano. Su propietario lo lleva porque le interesa la reproducir de su perro con la hembra que tiene uno de sus vecinos.

Al realizar el examen físico general su estado es alerta y responsivo. Presenta una frecuencia respiratoria de 27 rpm, frecuencia cardiaca de 123 lpm y temperatura corporal de 38.4°C.

En la continuación del examen, al evaluar el aparato reproductor a la palpación, se siente el testículo derecho en la bolsa escrotal, su textura es firme y se desplaza libremente. Con todo, no se percibe la presencia del testículo izquierdo, ni en el escroto, ni en el canal inguinal. En la evaluación del pene –en apariencia, normal y sano–, no tiene heridas o adherencias, ni daño prepucial.

#### ACTIVIDADES

De acuerdo con los resultados del examen clínico de Lobo, habrá que responder las siguientes preguntas, en un documento no mayor a tres cuartillas.

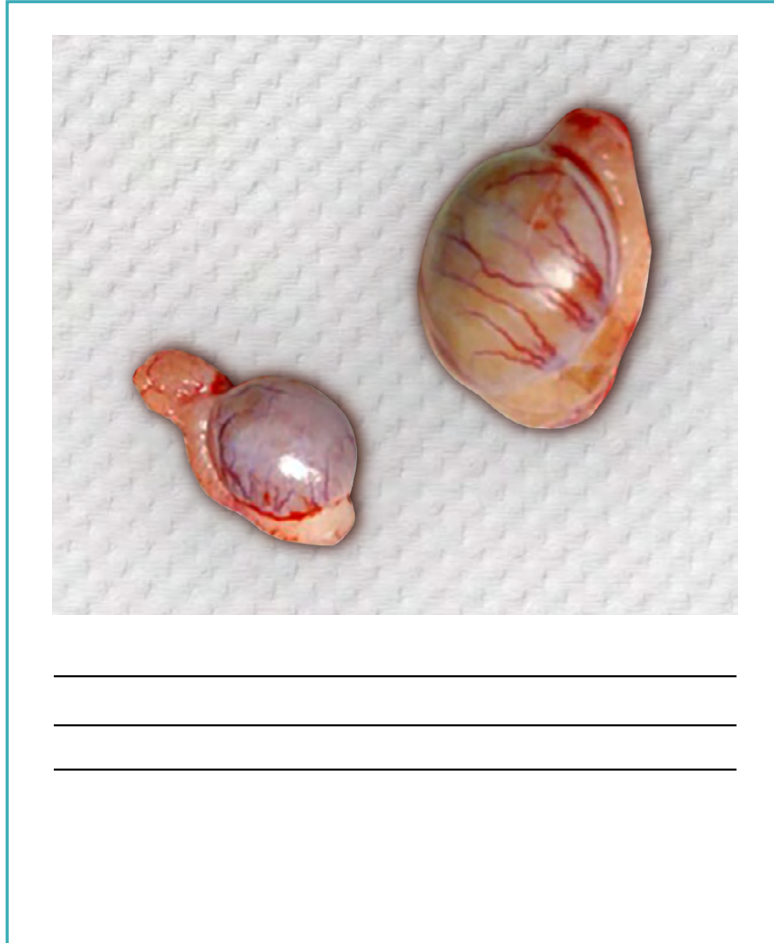




1. ¿Qué diagnóstico presuntivo tiene acerca del padecimiento de Lobo y cómo llegó al mismo?
2. ¿Cuál es el origen de dicho padecimiento?
3. ¿Qué prueba de gabinete puede utilizar para confirmar el origen del padecimiento?
4. ¿Lobo sería candidato para reproducción? Argumente su respuesta.
5. Después de evaluar la situación de Lobo, ¿qué sugerencia le haría al propietario para tratar el padecimiento de su perro?

Al mencionarle al propietario la condición que presenta Lobo en su consulta veterinaria para reproducción –a pesar de todo quiere intentar reproducirlo para tener cachorritos de su perro–, le preocupan las consecuencias futuras que pueda presentar Lobo por tomar esta decisión.

6. ¿Qué patologías podría desarrollar Lobo en un futuro si no se hiciera nada en torno a su condición?
7. Al realizar el procedimiento quirúrgico se obtiene lo siguiente ¿qué se observa?:



NOTA: incluir los apoyos bibliográficos empleados, en una cuartilla independiente a la del escrito.

**RÚBRICA:** para calificar el caso de afección de los órganos reproductivos.

Integrantes: \_\_\_\_\_  
\_\_\_\_\_  
\_\_\_\_\_



	<b>Bien (2 puntos)</b>	<b>Adecuado (1 punto)</b>	<b>Inadecuado (0 puntos)</b>	<b>Puntaje y comentarios</b>
Diagnóstico presuntivo.	Argumentaron de forma correcta el diagnóstico presuntivo, usando los datos de la historia clínica del paciente.	Se omitieron algunos detalles de la historia clínica del paciente, en consecuencia, el diagnóstico presuntivo está incompleto o con errores.	No llegaron al diagnóstico presuntivo.	
Descripción de la enfermedad.	Se describió de manera completa el origen del padecimiento, con bibliografía referenciada.	Se omitieron detalles importantes respecto al origen del padecimiento, o se describió de forma correcta y/o no se referenció la bibliografía.	La información que utilizaron para describir el origen del padecimiento no fue la correcta ni referenciaron la bibliografía.	
Pruebas diagnósticas.	Se describieron de manera correcta todas las pruebas diagnósticas que se pueden utilizar para la confirmación del diagnóstico.	Se describieron parcialmente o con omisiones las pruebas diagnósticas que se utilizan para la confirmación del diagnóstico.	No mencionaron las pruebas diagnósticas correctas para la confirmación del diagnóstico.	
Patologías secundarias.	Se describieron, al menos, tres de las patologías secundarias más importantes que se podrían desarrollar en el paciente.	Se describieron una o dos de las patologías secundarias más importantes que se podrían desarrollar en el paciente.	No describieron de forma correcta las patologías secundarias más importantes que se podrían desarrollar en el paciente.	
Resolución del caso clínico.	Se argumentó de manera correcta si el paciente sería, o no, candidato a la reproducción y se hicieron las sugerencias adecuadas para la resolución del diagnóstico definitivo.	No fueron claros sus argumentos para establecer si el paciente sería, o no, candidato a la reproducción, y/o las sugerencias no fueron las adecuadas para la resolución del diagnóstico definitivo.	No argumentaron de manera correcta si el paciente sería, o no, candidato a la reproducción y/o las sugerencias no fueron las adecuadas para la resolución del diagnóstico definitivo.	

10 puntos = 10. 9 puntos = 9. 8 puntos = 8. 7 puntos = 7. 6 puntos = 6. 5 o menos puntos = 5.



Prácticas de manejo  
reproductivo  
en animales domésticos

# Diagnóstico de gestación

**P** RÁCTICA 2

*Lucía Rangel  
Patricia Roldán Santiago*



# Diagnóstico de gestación

## PRÁCTICA 2

Autores: Lucía Rangel y Patricia Roldán Santiago



### 1 Introducción

El diagnóstico de gestación es una práctica que indirectamente aumenta la eficiencia productiva: es posible, así, identificar a las hembras que se encuentran preñadas; establecer los manejos acordes a esta etapa fisiológica e intervenir cuando es una gestación no deseada o cuando existen problemas reproductivos. De igual modo es importante detectar a las hembras vacías para poder reintegrarlas al proceso reproductivo, con la finalidad de que tengan una nueva oportunidad para quedar gestantes.

Para realizar un diagnóstico adecuado es necesario conocer las características de la gestación de la especie que se está estudiando, con el propósito de poder estimar la edad gestacional y seleccionar el método de diagnóstico idóneo.



## 2 Objetivo específico

El alumnado conocerá los métodos de diagnóstico de gestación que se emplean en cada especie, con la finalidad de determinar el estado reproductivo de las hembras y la edad gestacional.

## 3 Actividades

El alumnado conocerá los métodos de diagnóstico de gestación empleados en cada especie, con la finalidad de determinar el estado reproductivo de las hembras y la edad de gestación.

Se identificarán, adicionalmente, las características de la preñez en diferentes etapas del desarrollo embrionario y fetal, acordes a la especie doméstica de estudio, mediante el uso de material de rastro y de modelos anatómicos preservados.

Se pondrán en práctica, finalmente, las metodologías de diagnóstico de gestación mediante las técnicas de palpación rectal y de ultrasonografía, utilizando material de rastro, simuladores y/o animales; establecerá, además, la edad gestacional de cada aparato reproductor evaluado en la práctica.

**VIDEO INSTRUCCIONAL:** Para una mejor comprensión del video, se recomienda leer antes toda la práctica.





## 4 Habilidades y destrezas por adquirir

Con esta práctica el alumnado será capaz de elegir la prueba ideal para el diagnóstico de gestación de acuerdo con la especie doméstica de estudio. Conocerá, asimismo, las técnicas de palpación rectal y ultrasonografía, para diagnosticar una gestación y estimar su edad.

## 5 Materiales

Se solicita que el alumnado se presente a la práctica con bata o filipina, guantes de exploración y de palpación. Cuando sea posible, se utilizarán úteros de rastro o hembras gestantes y equipo de ultrasonografía de imagen real.

## 6 Desarrollo de la práctica

La gestación representa una meta en las especies productivas, en las que se precisa obtener crías o desencadenar la producción láctea para cubrir las demandas de los consumidores de productos de origen animal; de modo similar, en especies de compañía, brinda la oportunidad de obtener descendientes de animales valiosos o de alta estima.

Es fundamental para los médicos veterinarios la identificación oportuna y adecuada de los animales gestantes; debe conocer, para ello, las técnicas que puede aplicar a las diferentes especies. La elección de la prueba de diagnóstico idónea se fundamenta en: la especie de estudio; las características propias de la preñez; el periodo de la gestación en el que se aplica; la disponibilidad de recursos; las habilidades de quien realiza el diagnóstico y la accesibilidad a los equipos, pruebas o laboratorios.



Diagnosticar de manera temprana a las hembras embarazadas permite implementar cambios en la nutrición –que garanticen el aporte adecuado de nutrientes para cubrir los requerimientos de la hembra que se irán modificando durante las diferentes etapas–, la lotificación de animales, y la toma de decisiones en cuanto a los manejos médicos preventivos: vacunaciones, desparasitaciones y cuidado del uso de medicamentos contraindicados en animales preñados. Es posible evaluar, asimismo, la unidad de producción para programar las actividades y sus requerimientos. Debe considerarse, sin embargo, que también es necesario realizar diagnósticos tardíos, que permitan confirmar las gestaciones, a fin de saber que la cría y la madre se encuentran saludables y para programar los manejos del periodo previo al parto.

En el transcurso de la gestación ocurren en la hembra una serie de cambios y adaptaciones fisiológicas, por ejemplo, considerar los cambios endocrinos y las adaptaciones a nivel uterino para promover tanto la formación placentaria, como la implantación y el desarrollo de la(s) cría(s). Es básico conocer esos cambios, así como la manera de detectarlos como parte del diagnóstico en el proceso de la preñez.

## Comportamiento sexual

Cuando una hembra se encuentra gestante no hay manifestación de conducta sexual, debido a que el ambiente endocrino es similar al de la etapa lútea del ciclo estral. Es por ello que en las producciones animales de especies poliéstricas se emplea el **no retorno al estro**, como ayuda diagnóstica (considerado como un método visual). Esta técnica se realiza buscando signos de estro después de un servicio y una vez transcurrido el tiempo correspondiente a un ciclo estral.





Cuando hay ausencia de los signos característicos de celo, es posible que la hembra haya quedado gestante. Este método es práctico y útil, pero no representa por sí mismo una prueba diagnóstica definitiva, ya que una hembra puede no mostrar calor por causas distintas a una gestación, como serían anestros estacionales, quistes ováricos, piometra, cuerpos lúteos persistentes, problemas locomotores, etc. También es posible que la hembra sí haya manifestado el calor, pero que éste haya pasado inadvertido al no observarse en el momento adecuado.

## Determinaciones hormonales

Existen hormonas que son específicas de la gestación, es decir, que solamente se presentan si la fertilización ha sido exitosa así como hormonas que normalmente se producen en hembras vacías, pero que modifican sus patrones de secreción durante esta etapa. El empleo de pruebas de laboratorio para el diagnóstico de gestación mediante detecciones hormonales es costoso y generalmente los resultados no se obtienen de forma inmediata. Se requiere además de la toma de muestras sanguíneas repetidas, lo que lo hace poco práctico. Es por ello que se emplean únicamente cuando se dispone de pruebas que puedan realizarse con facilidad en la producción animal o en la clínica.

Las hormonas más empleadas para diagnosticar la gestación son aquellas que indican la presencia de un embrión o feto, aunque hay que considerar que existe la posibilidad de falsos positivos y negativos. Algunos ejemplos son las glicoproteínas asociadas a la gestación y la relaxina, que se emplean para el diagnóstico de gestación en rumiantes y en pequeñas especies, respectivamente.



Las glicoproteínas asociadas a la gestación (PAGs, por sus siglas en inglés) son hormonas secretadas por el trofoblasto en las etapas iniciales de la gestación (entre los días 26 y 30). Existen pruebas diagnósticas tanto para suero y plasma, como para leche, con las que se pueden obtener los resultados en dos horas y media (**Imagen 1**).



**Imagen 1.** Prueba diagnóstica de campo para determinar la gestación mediante la determinación de PAG's en bovinos, a partir de leche (Imágenes tomadas de: [https://img.medicalexpo.es/images\\_me/photo-g/115179-14401925.jpg](https://img.medicalexpo.es/images_me/photo-g/115179-14401925.jpg) y [\\*https://www.lavozdegalicia.es/noticia/galicia/2015/02/20/predictor-vacas/0003\\_201502H20P68993.htm](https://www.lavozdegalicia.es/noticia/galicia/2015/02/20/predictor-vacas/0003_201502H20P68993.htm)).

La medición de relaxina puede utilizarse para caninos y felinos a partir del día 25 de la gestación; en particular, es útil para diferenciar entre gestaciones verdaderas y pseudogestaciones en las perras, cuando no se dispone de pruebas de gabinete como el ultrasonido (Imagen 2).



**Imagen 2.** Prueba diagnóstica, para la determinación de relaxina en pequeñas especies (Imagen tomada de: [https://elavet.com/Images/Eslagest/Articulo/BI111/BI111\\_800x800\\_7.png](https://elavet.com/Images/Eslagest/Articulo/BI111/BI111_800x800_7.png)).

La progesterona es una de las hormonas que no es específica de la gestación –ya que puede encontrarse en otras etapas fisiológicas de la hembra–, pero que es indispensable para el mantenimiento de la propia hembra. En la mayoría de las especies domésticas es posible inferir que una hembra está gestante cuando las concentraciones



séricas de progesterona se mantienen elevadas ( $>1$  ng/ml) en los días posteriores a la fecha esperada del celo subsecuente a un servicio.

El diagnóstico de gestación por progesterona es, sin embargo, más certero cuando se practican mediciones repetidas con intervalos de dos a tres días y los niveles hormonales continúan elevados, ya que pueden encontrarse concentraciones altas de esta hormona en ausencia de la gestación en condiciones patológicas como el cuerpo lúteo (CL) persistente, la piometra, los quistes lúteos, etc. Los niveles de progesterona en la leche pueden determinarse en bovinos a nivel de campo con pruebas portátiles cuyo resultado se obtiene en unos minutos sin necesidad de equipo especializado.

Con estas pruebas se puede sugerir un resultado positivo cuando la progesterona se encuentra elevada entre los días 20 y 22 post-inseminación. La perra es la única especie doméstica en la que la determinación de las concentraciones de progesterona no sirve para diagnosticar una gestación, debido a que el cuerpo lúteo de las hembras no gestantes se mantiene por un periodo incluso mayor al de la gestación.

## Palpación rectal

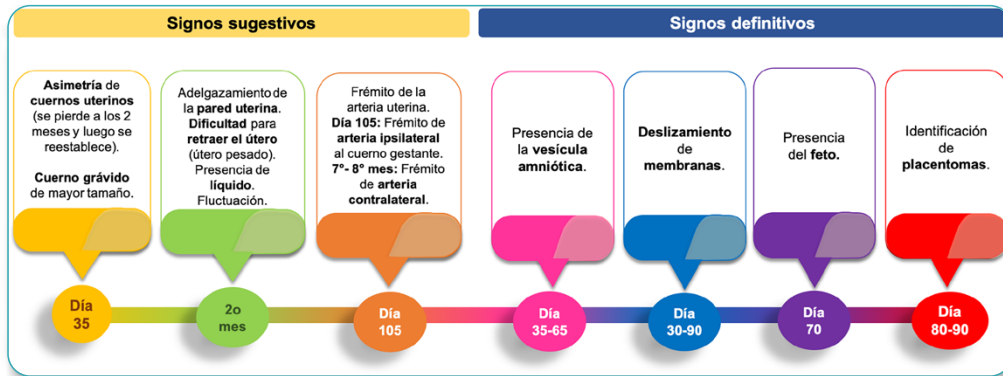
Una herramienta práctica, común y económica para el diagnóstico de gestación en especies mayores –bovinos y equinos– es la palpación rectal, la cual se realiza con la finalidad de identificar estructuras en el tracto genital de la hembra con las que es factible confirmar la preñez. El diagnóstico se fundamenta en la apreciación al tacto a través del recto de cambios principalmente a nivel del útero, ocasionados por la presencia de un producto gestacional.

Para llevar a cabo un diagnóstico de gestación por vía rectal es necesario palpar el tracto uterino en toda su extensión (**Imagen 3**), de forma cuidadosa y lo menos invasiva posible, particularmente en el caso de los bovinos, a fin de evitar pérdidas embrionarias por causas iatrogénicas (revisar **práctica 1**).



**Imagen 3.** La ubicación anatómica del aparato reproductor es importante para la localización de los órganos genitales de la vaca durante la palpación rectal (Imágenes tomadas por Hermen-Furian, uso mediante licencia pagada).

Al realizar el diagnóstico de gestación por palpación rectal en los bovinos se habla de signos sugestivos: aquellos cambios uterinos que pueden deberse a una gestación y signos definitivos: aquellos que inequívocamente identifican la presencia del embrión, de las membranas embrionarias o del feto (**Imagen 4**).



**Imagen 4.** Línea del tiempo de los hallazgos a la palpación rectal para el diagnóstico de gestación en el bovino (Imagen: Tania Escárcega).

Para identificar los signos definitivos de la gestación se recomienda tener en cuenta lo siguiente:

- La **vesícula embrionaria** se palpa como una estructura oval y turgente, que se desplaza al momento de deslizar los cuernos uterinos entre los dedos.
- El **deslizamiento de las membranas** se percibe cuando sostenemos el cuerno uterino entre el dedo pulgar y el índice y lo recorremos de un lado al otro en sentido transversal, ejerciendo una ligera presión. Las membranas embrionarias se sienten como una pequeña banda que de forma sutil se desliza entre los dedos. Para imaginarlo, el alumnado puede percibir la sensación que se genera al recorrer la punta de un guante entre los dedos.
- El **feto** comienza a sentirse una vez que la vesícula amniótica pierde turgencia. Al ir creciendo, será posible palpar la cabeza, el cuerpo y las extremidades, así como sentir su movimiento cuando se le imprime una ligera presión. La presencia del feto, cuando se encuentra muy abajo en la cavidad abdominal de la madre debido



a la gravedad ejercida por su propio peso, puede detectarse al golpear suave, pero con firmeza al útero con la mano y los dedos extendidos para originar presión y movimiento del líquido dentro de los sacos que lo rodean. De este modo es posible sentir el rebote del feto en la mano, lo que se denomina el peloteo del producto.

- La presencia de **placentomas**, es detectable a partir de los 90 días como suaves engrosamientos de la pared uterina al recorrer una porción del útero entre los dedos o al deslizar la mano y ejercer una ligera presión. La sensación se asemeja a pasar la mano sobre una superficie irregular, que posee pequeños abultamientos.

Un signo sugestivo de gestación que requiere de una breve explicación es el **frémido de la arteria uterina**, el cual se refiere a la pulsación de la arteria, debida al paso de la sangre, el cual se incrementa conforme aumenta la irrigación hacia el útero al avanzar la gestación. Para detectar las arterias es necesario palpar la pared lateral de la pelvis (ilion), en la que las arterias se perciben como pequeñas mangueras, del grosor aproximado de un dedo, en dirección cráneo ventral.

Algunos de los errores más comunes que llevan a un diagnóstico de gestación falso positivo en los bovinos son: la incapacidad de retraer el útero, la presencia de un contenido uterino anormal que no es ocasionado por la gestación (como piometra, mucometra e involución incompleta del tono uterino) y que se cuente con fechas de inseminación incorrectas en el sitio de producción. Los resultados falsos positivos también pueden ocurrir por muerte embrionaria o fetal (fetos momificados o macerados). Es importante considerar, sin embargo, que en ninguno de los casos anteriores se detectarán los signos definitivos de la gestación, a excepción de la presencia del feto cuando se trata de una muerte temprana, el cual se siente como una



masa dura sin líquido en el caso de la momificación o como un feto enfisematoso al inicio del proceso de maceración.

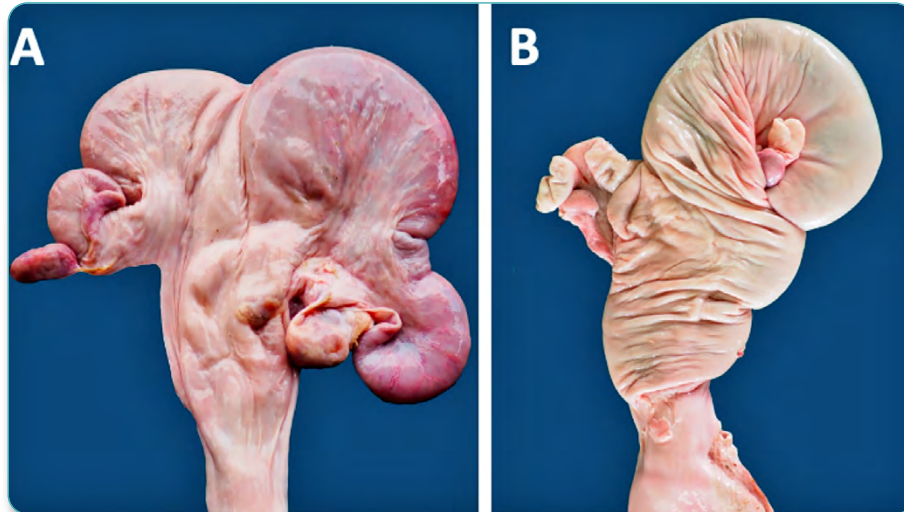
Los diagnósticos confirmatorios en la gestación tardía ayudan a esclarecer éstos como falso positivos y también a descartar resultados falsos negativos, asociados a confusión sobre la fecha de cubrición o a palpaciones incompletas del útero.

El reconocimiento del movimiento fetal significa viabilidad, sin embargo, el feto puede estar tranquilo durante períodos prolongados por lo que se deben realizar otras pruebas si el estado fetal no es claro.

Es importante considerar que la estimación de la edad gestacional será más fiable si se identifican el mayor número de signos posibles y se correlacionan entre sí.

Cuando se realiza un diagnóstico de gestación más tardío (más de tres meses de preñez), se debe tener en cuenta que el cuello uterino estará situado en posición lineal a la cresta pélvica y el útero no podrá ser retraído con facilidad. La asimetría de los cuernos será muy notoria (**Imagen 5**). Los hallazgos característicos serán un útero flácido, placentomas (cotiledones/carúnculas) y en ocasiones el feto podrá ser palpable. Se podrá apreciar con facilidad la arteria uterina media y se puede detectar el frémito (vibración del paso del flujo sanguíneo); Lo anterior puede sentirse presionando la arteria contra el lado de la pelvis, aunque se debe tener cuidado de no confundirla con la arteria femoral.





**Imagen 5.** Asimetría de cuernos en gestaciones bovinas. **A)** Cuerno izquierdo gestante de menos de tres meses, asimetría poco aparente. **B)** Cuerno izquierdo gestante de más de tres meses, asimetría muy marcada (Fotos tomadas por Arm-Chakrit, uso mediante licencia pagada).

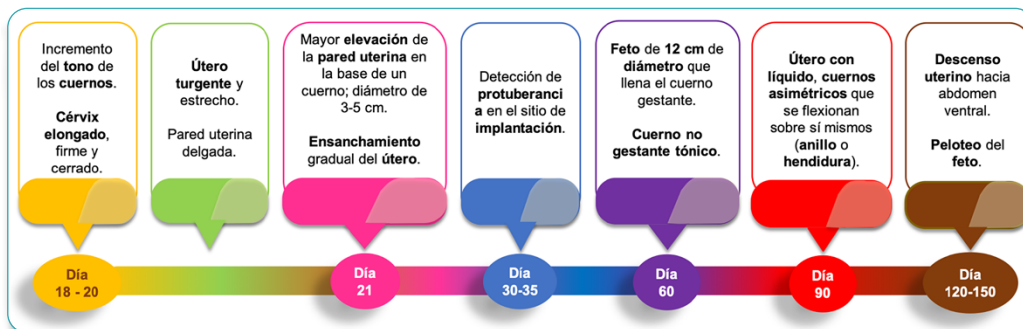
Dentro del desarrollo de la práctica, el alumnado simulará la técnica de palpación rectal en maniqués de exploración con úteros gestantes. Será importante que el alumnado reconozca –con la ayuda de algunos úteros gestantes (material de rastro)– las principales características del aparato reproductor de una hembra gestante.

En el caso de las yeguas, el diagnóstico temprano y preciso de la gestación juega un papel fundamental en la evaluación de la eficiencia reproductiva. Debe considerarse que en los equinos no existen deslizamiento de membranas, lo cual se explica por el tipo de placentación ya que no hay elongación del trofoblasto; no hay placentomas y no es perceptible el frémito de la arteria uterina. Para emitir un diagnóstico de gestación positivo es necesario localizar un abultamiento que se forma cerca de la bifurcación uterina a partir del día 18 y hasta el día 50 de la gestación.

Si el diagnóstico de gestación se llevó a cabo precozmente, se recomienda reconfirmar el diagnóstico entre los días 40 y 60, a fin de descartar pérdidas embrionarias. Antes de los 18 días posteriores a la ovulación, la palpación transrectal es ineficaz para la detección de gemelos, en especial si son unilaterales. Se recomienda utilizar otras técnicas, como la ultrasonografía, junto con la palpación rectal para el diagnóstico definitivo de gestación temprana.

Las yeguas no deben diagnosticarse como gestantes con excepción de que los cuernos en toda su extensión –y que la bifurcación uterina– se haya examinado con cuidado. Si hay alguna duda sobre el diagnóstico, debe recomendarse un nuevo examen en una fecha posterior que debe acompañarse con ultrasonografía. Hay que recordar, también, que la contención física de las yeguas para la palpación rectal debe realizarse de manera adecuada y de esa manera asegurar la integridad física del animal y del operador.

Los hallazgos característicos para hacer un diagnóstico de gestación por palpación rectal en distintas etapas de la gestación de la yegua se muestran en la (Imagen 6).



**Imagen 6.** Línea del tiempo de los hallazgos a la palpación rectal del equino (Imagen: Tania Escárcega).



## Palpación transabdominal

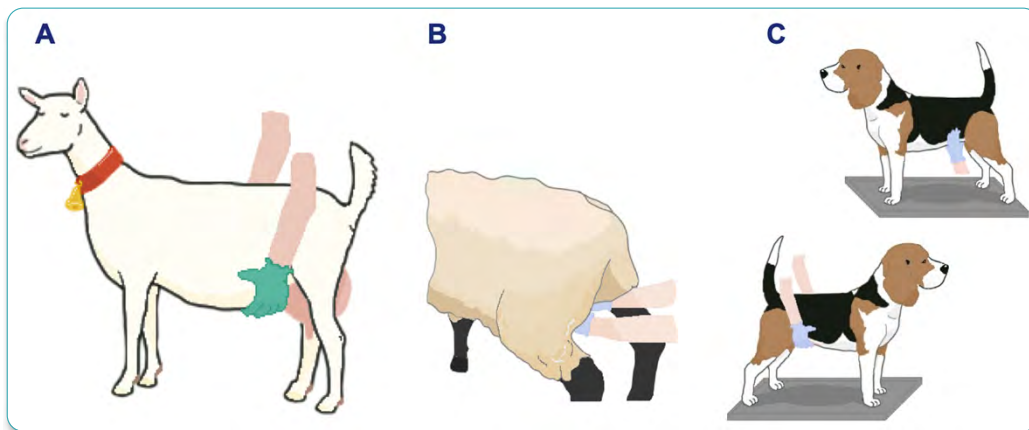
En pequeños rumiantes la detección de la preñez por palpación transabdominal se puede realizar 90 días después al servicio, aunque existen informes de diagnósticos desde el día 60. Se recomienda, para tal efecto, que las hembras sean sometidas a un ayuno previo de 12 a 24 horas. La prueba se realiza con la hembra en pie, realizando, de inmediato, una presión con la punta de los dedos de ambas manos –en la línea media craneal– a la inserción de la base de la ubre, o bien ejerciendo y liberando presión, de manera reiterada con ambas manos a los costados a nivel de abdomen posterior (**Imagen 7**). Se considerará que la hembra está gestante cuando se puede sentir con claridad el feto rebotar sobre la punta de los dedos al ejercer la maniobra de “peloteo”. La efectividad de este método se incrementa conforme la gestación avanza, aunque en animales con sobrepeso se dificulta la percepción del producto sobre las paredes abdominales.

En pequeñas especies la palpación abdominal es el método más tradicional, menos costoso y rápido para diagnosticar a una hembra gestante; no obstante, se requiere de mucha habilidad y sensibilidad del operario. El momento más adecuado para realizarla es entre la tercera y cuarta semana de gestación (del día 15 al día 30), pues si se realiza antes, los sacos amnióticos –que son pequeños– serán difíciles de palpar, sobre todo si la perra tiene sobrepeso o es extremadamente nerviosa.


Esta técnica será más segura en el último tercio de gestación, ya que los fetos son más grandes y se han osificado. La palpación puede realizarse en razas de tallas mediana y grande, de la misma forma que se hace en pequeños rumiantes, con las manos a los costados a



nivel de abdomen posterior, o en perras de talla pequeña poniéndolas sobre una mesa y ejerciendo presión con ambas manos de dorsal a ventral a nivel de abdomen medio y caudal.



**Imagen 7.** Colocación de las manos para llevar a cabo el diagnóstico de gestación en pequeños rumiantes (A y B) y en caninos (C) (Imagen: Tania Escárcega).

**VIDEO 2:** diagnóstico por palpación transabdominal en ovinos. 

## Ultrasonido

El uso de la ultrasonografía, o ecografía, en el diagnóstico de gestación de los animales domésticos se ha convertido en una de las herramientas más utilizadas e importantes, ya que permite detectar gestaciones tempranas con una alta precisión y cien por ciento de eficiencia. Con esta herramienta es factible identificar de manera rápida a las hembras vacías o problemas reproductivos que puedan causar fallas en la fertilización. Permite, asimismo, dar seguimiento al desarrollo embrionario y fetal para poder estimar la edad gestacional, establecer el número de crías (sobre todo en especies mono-



tocas), detectar el sexo fetal (55 a 70 días de gestación en bovinos, y 59 a 68 en los equinos), así como algunas anormalidades o muerte fetal. Además, es un método poco invasivo y por lo tanto seguro para la hembra gestante y para las crías.

El ultrasonido de imagen real es un equipo compuesto por un monitor y una sonda que posee unos cristales que emiten y reciben ondas de sonido, que son transformadas en una imagen que se proyecta en la pantalla. La frecuencia y longitud de la onda emitida es inversamente proporcional a la penetración que logra a través de los tejidos, así, un ultrasonido de 7.5 MHz sirve para un uso transrectal ya que tienen una baja penetración, pero al colocarlo directamente sobre el tejido a estudiar provee una imagen muy nítida. En oposición, un transductor de cinco MHz puede emplearse para un diagnóstico de gestación transabdominal, porque tiene una mayor penetración, aunque la nitidez de la imagen resultante es menor.

La propagación de las ondas ultrasónicas entre los diferentes tejidos ocasiona un eco o reflejo del sonido, que cambia en intensidad de acuerdo con la composición de los tejidos u órganos con los que interactúa, o bien por cambios bruscos en la naturaleza de las interfaces que atraviesa. Factores como la densidad, el aire y el líquido determinan la imagen que se genera en la pantalla. Cuando la onda sonora atraviesa líquido, que permite su paso libre, en la pantalla se observa en color negro, y a medida que los órganos aumentan su densidad –y el sonido resuena más–, el color se acerca al blanco. Es necesario aclarar que el aire y el gas, pueden causar un eco de gran intensidad, debido a un cambio abrupto de un tejido más denso a esa interfaz, emitiendo un fuerte eco que ocasiona una imagen blanca.

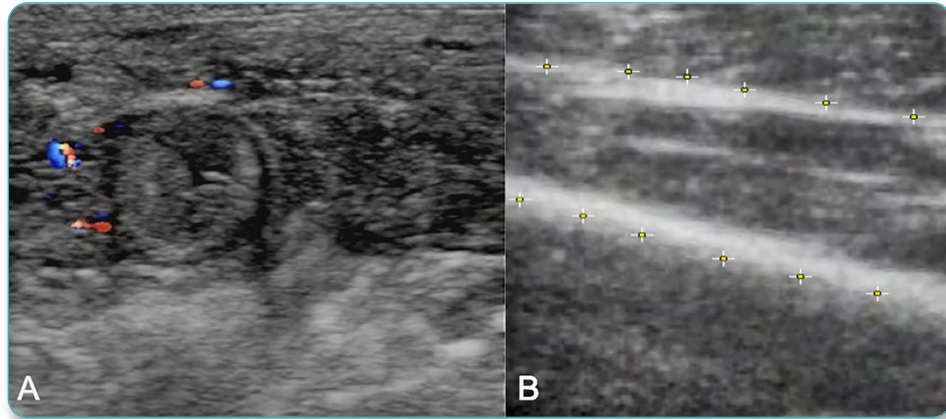
Cuando se clasifican los tejidos de acuerdo con la ecogenicidad que generan, se utiliza la siguiente terminología:



- ▶ **Hiperecogénico:** órganos densos que reflejan todo o casi toda la onda de ultrasonido que incide sobre ellos, por lo tanto, se observarán blancos en la pantalla del monitor.
- ▶ **Hipoecogénico:** tejidos blandos que por su textura reflejan de manera parcial la onda de ultrasonido, producen ecos de menor intensidad, los cuales van a originar puntos menos brillantes y se observarán en una escala de grises en la pantalla.
- ▶ **Anecogénico:** elementos que permiten el paso del sonido y que prácticamente no reflejan el eco. Estas imágenes se observan negras en la pantalla.

Cuando una hembra tiene una gestación temprana, en la que el producto es pequeño y se ubica dentro de los sacos embrionarios, en la imagen ecográfica el embrión se observa completo como una estructura ecogénica dentro de una zona anecoica. El tamaño del producto va incrementándose al progresar la gestación y cada vez se van distinguiendo mejor las estructuras en desarrollo.



Es importante considerar la posición que guarda el transductor con respecto al órgano en estudio, ya que la imagen es diferente si el transductor se coloca longitudinal o transversal al mismo **imagen 8**. El transductor debe además moverse con lentitud, a fin de recorrer todo el órgano, en particular si se quiere estimar el número de crías, ya que el paso reiterado sobre un mismo producto podría confundir, si es visto desde ángulos diferentes.



**Imagen 8.** Imágenes de cortes transversal (A) y longitudinal (B) de un útero vacío de bovino (Imagen: Aldo Sosa Lara).

Existe un tipo de ultrasonido muy simple que se llama Doppler; y detecta la presencia de partículas sólidas dentro de un líquido, por lo cual puede identificar gestaciones (el producto dentro de las membranas fetales, que contienen líquidos). Estos aparatos emiten una señal sonora o una luz, como indicadores de la gestación, y se emplean en pequeños rumiantes y cerdos. Son menos objetivos que un ultrasonido de imagen real, pero son muy útiles. En el **cuadro 1** se establecen algunas recomendaciones para el uso de la ultrasonografía en las diferentes especies domésticas.

**Cuadro 1.** Consideraciones para la realización del diagnóstico de la gestación mediante ultrasonografía en las diferentes especies domésticas (momentos en días de gestación)

Especie	Vía de diagnóstico ultrasonográfico	Inicio del diagnóstico (días)	Observaciones
Bovinos	Transrectal	28 a 33	
Equinos	Transrectal	15 a 16	Diagnóstico precoz (día 12-13) cuando se sospecha de gemelos, para localizar vesículas embrionarias.
	Transabdominal	150 a 200	
Pequeños rumiantes	Transrectal	25 a 30	El animal requiere estar en cuadripedestación.
	Transabdominal	40	Animal en cuadripedestación o en decúbito lateral. Colocar el transductor por delante de la ubre y dirigirlo en un ángulo de 45°, hacia craneal y hacia la línea media. <b>VIDEO 3:</b> placentomas de pequeños rumiantes 
Cerdos	Transabdominal	25 a 30	Colocar el transductor en la región abdominal a la altura del segundo pezón (de caudal a craneal); dirigir en un ángulo de 45° hacia arriba y hacia el frente, en dirección al miembro delantero del lado opuesto. <b>VIDEO 4:</b> diagnóstico por US en cerdas 

continúa...





Especie	Vía de diagnóstico ultrasonográfico	Inicio del diagnóstico (días)	Observaciones
Caninos	Transabdominal	25 a 30	Con el abdomen rasurado, colocar al paciente en posición de decúbito dorsal, decúbito lateral o en cuadripedestación (esta es la última posición para gestaciones avanzadas). Mover con lentitud el transductor para revisar toda el área.
Felinos	Transabdominal		

La ultrasonografía es muy útil para determinar la viabilidad de los productos, ya que posibilita la percepción del latido cardiaco desde etapas tempranas de la gestación, así como el movimiento del producto en etapas más avanzadas.

Para la estimación de la edad gestacional pueden emplearse las fórmulas de England en diferentes especies, que se fundamentan en la medición de la vesícula embrionaria o de algunas estructuras fetales como son el cráneo o el tórax. En los caninos se utilizan comúnmente, y existen fórmulas específicas de acuerdo con el tamaño y la raza de la hembra. En el **Cuadro 2** se muestran las fórmulas diseñadas para razas medianas.

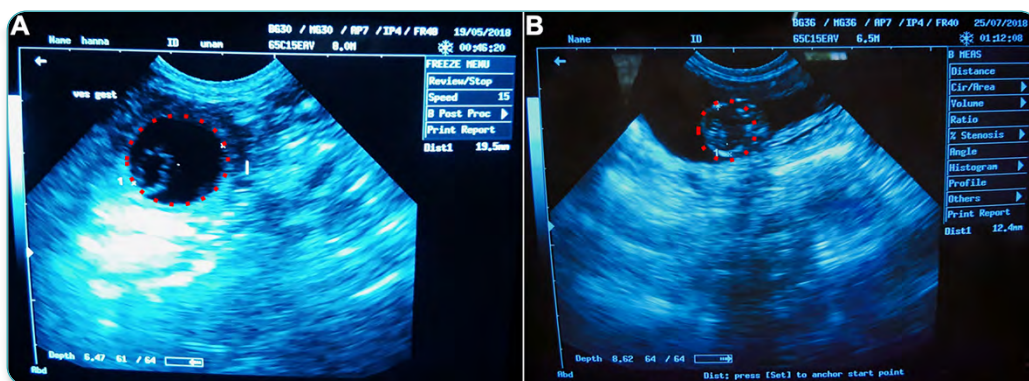
**Cuadro 2.** Fórmulas de England empleadas en caninos de raza mediana, en las que EG = edad gestacional  $\pm$  3 días; DSG = diámetro del saco gestacional; LCC = longitud cráneo caudal; DC = diámetro cefálico; DCC = diámetro de la circunferencia corporal o torácica. En el cálculo todas las medidas se registran en centímetros

Antes de día 40	Después del día 40
$EG = (DSG \times 6) + 20$	$EG = (DC \times 15) + 20$
$EG = (LCC \times 3) + 27$	$EG = (DCC \times 7) + 29$
	$EG = (DC \times 6) + (DCC \times 3) + 3$



Algunas consideraciones que deben tenerse al realizar la medición de las estructuras fetales son las siguientes:

- ▶ Para el saco gestacional (DSG) deben promediarse las medidas de la longitud mayor de la vesícula y la longitud transversal (en un ángulo de 90°) a esta medida (**Imagen 9, A**).
- ▶ La longitud cráneo caudal (LCC) se refiere a la distancia entre el occipital y el sacro.
- ▶ El diámetro cefálico o biparietal (DC) (**Imagen 9, B**), así como el diámetro de la circunferencia corporal (DCC) o torácica, respectivamente, deben medirse en la porción más ancha del cráneo y tórax.
- ▶ De ser posible se debe medir más de un producto, para promediar las medidas antes de llevar a cabo el cálculo con las fórmulas, reduciendo así los sesgos causados por disparidad en el tamaño de las crías.



**Imagen 9.** Estructuras de referencia para la estimación de la edad gestacional en perras mediante ultrasonografía modo B, de imagen real. **A:** saco gestacional en una gestación temprana; **B:** cráneo para la medición del diámetro cefálico en una gestación avanzada (Imagen: Dr. Rafael Paz Benito).



La edad de la gestación puede estimarse también en las diferentes especies, sin utilizar fórmulas, considerando el tamaño y la conformación de la vesícula embrionaria, como por las estructuras que se van apreciando al avanzar la gestación. El **cuadro 3** resume algunos de los hallazgos que pueden servir como referencia.

**Cuadro 3.** Estructuras de referencia para el diagnóstico de la gestación mediante ultrasonografía en las diferentes especies domésticas (momentos en días de gestación).

Especie	Vesícula embrionaria	Membranas fetales	Latido cardiaco	Estructuras fetales
Bovinos	Puede observarse desde el día 18 a 22, pero es mejor iniciar diagnósticos más tarde. Mide 7 a 15 mm; día 30 a 45. 35 a 75 mm; día 45 a 60. > 90 mm día 60 a 90.	Membrana amniótica se observa como banda ecogénica rodeando al embrión desde día 20. Entre los días 22 y 25 se detecta la membrana alantóidea. Los placentomas comienzan a verse desde el día 45.	Desde el día 21; día 30 ya sin dificultad. 145 lpm (latidos por minuto).	A partir de los 44 días ya se empiezan a identificar las hendiduras de las pezuñas, a los 52 días las costillas y a los 55 a 70 días ya se puede determinar su sexo.
Equinos	Puede verse desde los días nueve a 10. Mide 30 a 40 mm el día 20. 35 a 75 mm el día 28. Antes del día 16, en el que inicia la fijación, las vesículas embrionarias son móviles, de modo que la posición en la que se les observa cambia.	Se observa cómo va decreciendo el saco vitelino paulatinamente, hasta desaparecer alrededor del día 40. Mientras que el alantoides va creciendo. El embrión se ve como una estructura ecogénica entre ambas membranas que va ascendiendo conforme avanza la gestación.	24	Se puede determinar el sexo entre los días 58 y 68.

continúa...



Especie	Vesícula embrionaria	Membranas fetales	Latido cardiaco	Estructuras fetales
Pequeños rumiantes	20 a 25	Los placentomas se ven con claridad desde el día 35.	24	
Cerdos	21 días. Las vesículas embrionarias tienen un diámetro de 10 a 20mm. Se observa una imagen ecogénica, que representa al embrión.	Al día 30, la placenta está constituida y el alantoides contiene aproximadamente 200 ml de líquido.	45-60	Alrededor del día 30 de gestación, el contorno del embrión se vuelve evidente. El día 80 donde se diferencia el estómago y el esqueleto. El día 90 podemos apreciar con gran nitidez el corazón, como una estructura anecogénica.
Caninos	1 a 2 mm el día 17. Se observa el embrión como estructura ecogénica a partir del día 21. Para el día 25 mide 8.2 +- 0.3 mm.	Comienza a visualizarse el alantoides el día 27.	23 – 25 220 a 240 lpm (180-220 estrés moderado, <180 estrés severo).	Es factible detectar aumento del tamaño uterino y presencia de líquido desde el día 10 post servicio, pero no se puede diagnosticar la gestación sino hasta que se aprecien las vesículas embrionarias. El día 30 se diferencian la cabeza y el cuerpo embrionario. El día 34 comienza a distinguirse el esqueleto.
Felinos	16 - 18		20	Se distingue la cabeza del cuerpo del feto a partir del día 35.



En los equinos, la edad gestacional temprana puede estimarse con precisión evaluando el desarrollo del alantoides, la regresión del saco vitelino y la posición del embrión entre ambas estructuras. Así, el día 18 de la gestación la vesícula embrionaria está ocupada completamente por el saco vitelino y se aprecia el embrión, como una línea ligeramente ecogénica en la base de la vesícula. Hacia el día 21 el embrión ya se observa como una pequeña estructura redonda aún en la base de la vesícula y ha comenzado a formarse el alantoides.

El día 30 el alantoides y el saco vitelino ocupan cada uno la mitad de la vesícula embrionaria y en el centro se posiciona el embrión. Al llegar el día 37 el embrión se localiza en el tercio superior de la vesícula embrionaria. Y el día 40 ciertamente ha desaparecido el saco vitelino, por lo que el embrión se encuentra en el polo dorsal de la vesícula. Se considera que en este momento ha concluido la etapa embrionaria y comienza el desarrollo fetal. En el día 45 se observa con precisión el cordón umbilical, en cuyo extremo se ve la silueta fetal, que ha caído al centro de la vesícula. Mientras que en el día 50, de nuevo, el producto ocupa el polo ventral de la vesícula.

Cuando se ha diagnosticado una gestación no es necesario evaluar los ovarios, pero si se llegan a revisar se puede identificar al o los cuerpos lúteos de la gestación, que generalmente son ipsilaterales al cuerno uterino gestante en el caso de los rumiantes. En los equinos se observa más de un cuerpo lúteo entre los días 40 a 180-210 de la gestación, ya que hay formación de cuerpos lúteos accesorios o secundarios en respuesta a la secreción de eCG por las copas endometriales, pero pasado este tiempo los cuerpos lúteos desaparecen y la gestación es mantenida por la producción de progesterona pla-

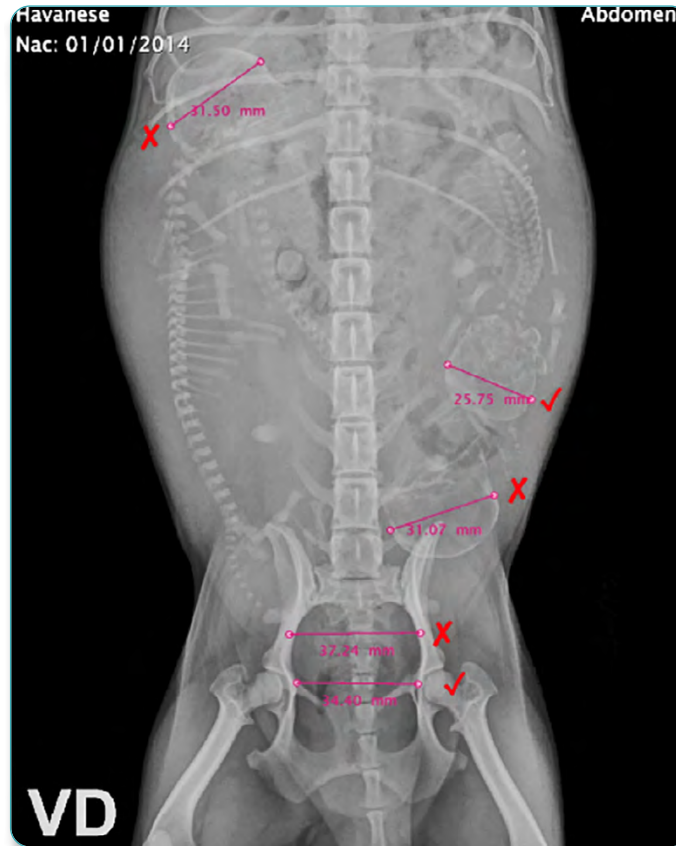


centaria (**VIDEOS DE APOYO**, elaborados por la Dra. Myriam Boeta, <https://mediacampus.cuaieed.unam.mx/node/1261> y <https://mediacampus.cuaieed.unam.mx/node/1262>).

## Rayos X

Las radiografías, o rayos X, como prueba diagnóstica de gestación sólo se emplean en las pequeñas especies. Este diagnóstico es tardío, ya que debe realizarse una vez que se ha concluido la organogénesis embrionaria y se ha iniciado la mineralización ósea (a partir de los 43 días de gestación en perros y los 40 en gatos). Su mayor utilidad es cercana al momento del parto, para poder estimar el número de productos y para evaluar la proporción cefalopélvica, sobre todo en hembras con predisposición a distocias, como es el caso de las razas braquiocefálicas, síndromes de cachorro único, camadas pequeñas, etc. Para este último fin es necesario que el estudio se realice cercano al día 58 (**Imagen 10**).

Con suficiente experiencia, las radiografías pueden ayudar a estimar la viabilidad fetal, ya que las crías muertas tienden a perder la actitud normal y se observan con los miembros y la cabeza mal posicionados. Se ha iniciado, de manera adicional, un proceso de descomposición tisular puede verse acúmulo de gas. Otros signos de muerte fetal pueden ser el colapso o la maceración de la columna vertebral y la superposición de los huesos del cráneo. Claro, debe considerarse que si se dispone de un ultrasonido éste siempre sería la opción ideal para estimar la viabilidad embrionaria.



**Imagen 10.** Diagnóstico de gestación por Rayos X en perra Bichon Habanero a los 55 días pos monta, para estimar número de cachorros y la concordancia cefálica con el canal de parto. Proyección ventro dorsal, en la que se visualizan tres cachorros. Se observan: la medición del cráneo de los cachorros y la pelvimetría. ✓ ilustra mediciones correctas –en los cráneos medida biparietal, y en la pelvimetría a la altura de la cabeza femoral–, mientras que la ✗ muestra mediciones incorrectas (Imagen: Dr. Rafael Paz Benito).

En el **cuadro 4** se resumen las pruebas diagnósticas de la gestación empleadas en las diferentes especies domésticas.

**Cuadro 4.** Pruebas diagnósticas más empleadas en las diferentes especies domésticas

Especie	Prueba diagnóstica	Momento de uso	
		Día pos servicio / IA	Día de gestación
Bovinos	Palpación rectal.	35-65	
	Glicoproteínas asociadas a la gestación (PGAs).	26-30	
	Progesterona >1 ng/ml en leche.	20-22	
Equinos	Ultrasonografía.	21	
	Palpación rectal.	30-35	
Pequeños rumiantes	Palpación abdominal.	90	
	Ultrasonografía (Doppler y de imagen real).		
Cerdos	Ultrasonografía Doppler.		
	Ultrasonografía de imagen real.		
Caninos	Ultrasonografía.		
	Relaxina.		25
	Palpación abdominal.	15 a 30	
Felinos	Relaxina.		25
	Palpación abdominal.	15 a 30	

## Tipos de placentación

La placenta se reconoce como un órgano temporal y específico de la gestación; se conforma de una porción fetal y una materna, que en conjunto se denominan unidad feto-placentaria. Este órgano tiene las funciones de producción hormonal (síntesis y metabolismo






endocrino), barrera e intercambio de sustancias (protección, nutrición y eliminación de desechos metabólicos) e intercambio gaseoso (respiración).

En los mamíferos domésticos la placenta es de tipo corio-alantoidea, ya que está formada por la membrana coriónica o trofoblasto y por el alantoides (cara interna), que al desarrollarse se fusionan y contienen la irrigación placentaria (derivada del alantoides). El corion, que es la porción más externa, es la estructura que está en contacto directo con la madre y es la que forman vellosidades para fijar a la placenta, así como para realizar la absorción de nutrientes, el intercambio de gases y la excreción de desechos. Estas vellosidades pueden tener distinta distribución, lo cual determina la clasificación MORFOLÓGICA de las placentas **cuadro 5**.

**Cuadro 5.** Tipos de placentación en las diferentes especies domésticas, de acuerdo con la clasificación morfológica (Imágenes: Tania Escárcega).

Tipo de placenta y especie	Distribución de las vellosidades	Características
<b>Cotiledonaria</b> Rumiantes 	A lo largo de toda la placenta, en pequeños focos denominados placentomas. Los placentomas tienen una parte materna (carúncula) y una fetal (cotiledón). En las vacas la parte materna es convexa y envuelve la parte fetal que es cóncava; mientras que en pequeños rumiantes están invertidos, así se explica que la parte fetal se proyecte hacia el interior de la parte materna.	En casos de distocias y abortos que hayan ocasionado un proceso inflamatorio, la conformación de los placentomas predispone a retenciones placentarias.

continúa...



Tipo de placenta y especie	Distribución de las vellosidades	Características
<p><b>Difusa</b> Porcinos y equinos</p> 	<p>A lo largo de toda la placenta y son muy pequeñas, por lo que la apariencia de la placenta es con pequeños puntos. Se considera que las vellosidades de los equinos son más ramificadas que las de los porcinos, por ello en ocasiones se dice que es una placenta microcotiledonaria.</p>	<p>Que las vellosidades sean tan pequeñas facilita el desprendimiento de la placenta y reduce la posibilidad de retenciones. De llegar a presentarse puede ser grave porque genera una metritis posparto.</p>
<p><b>Zonal</b> Carnívoros</p> 	<p>Acumuladas en un cinturón en la parte central (ecuatorial) de la placenta (2.5 a 7 cm de ancho), mientras que los polos (áreas paraplacentarias) se encuentran libres de vellosidades. En la parte externa del cinturón que contiene las vellosidades se aprecia una línea más oscura, denominada hematomas marginales. La sangre de esta región toma un color verde negruzco, producto de la extravasación y oxidación de la hemoglobina. Al desprenderse la placenta forma una secreción conocida como uteroverdina.</p>	<p>La salida de uteroverdina es un indicio de que la placenta se ha desprendido y el producto debe expulsarse en los siguientes 10 a 15 minutos; de lo contrario hay que considerar que existe algún problema. El desprendimiento de esta placenta es relativamente sencillo, por ende, son comunes los casos de retención placentaria, los cuales son graves cuando ocurren debido a que se complican con la presentación de metritis. En casos de cesáreas, es necesario hacer una tracción suave pero constante de la placenta, a fin de retirarla.</p>
<p><b>Discoidal</b> Primates y humanos</p> 	<p>La placenta concentra las vellosidades en un "disco" localizado en un polo, y el resto de esta se encuentra libre de vellosidades. El disco placentario mide entre 15 y 20 cm de diámetro, por dos cm de grosor.</p>	<p>Cuando ocurre un aborto es muy importante que se desprenda la porción del disco que es la que contiene las vellosidades; de no ser así pueden ocurrir hemorragias que comprometen la vida de la madre.</p>



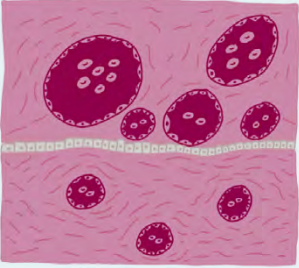
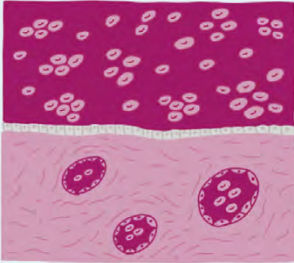
Las placentas también se pueden clasificar desde el punto histológico, que indica el número de capas de tejido que separan la sangre materna y la fetal (**Cuadro 6**),

**Cuadro 6.** Tipos de placentación en las diferentes especies domésticas, de acuerdo con la clasificación histológica. (Imágenes: Tania Escárcega)

Tipo de placenta	Especie	Número de capas	Capas maternas conservadas (endometrio)	Observaciones
Epitelio-corial	Porcinos y equinos.	6	Epitelio Tejido conjuntivo Endotelio de los vasos sanguíneos.	Es la placenta con un mayor número de capas histológicas.
Sindesmo-corial (sinepitelio-corial o sicitio-corial)	Rumiantes.	5	Tejido conjuntivo Endotelio de los vasos sanguíneos.	A nivel de los placentomas se ha perdido el epitelio del endometrio materno.

continúa...



Tipo de placenta	Especie	Número de capas	Capas maternas conservadas (endometrio)	Observaciones
Endotelio-corial	Carnívoros.	4	Endotelio de los vasos sanguíneos.	Ha existido una destrucción amplia de la mucosa uterina, pero los vasos sanguíneos aún permanecen intactos.
			 <p>Parte materna (endometrio)</p> <p>Parte fetal (corion)</p> <ul style="list-style-type: none"> <li>Epitelio</li> <li>Tejido conjuntivo</li> <li>Endotelio</li> </ul>	
Hemo-corial	Roedores y humanos.	3	Se han perdido todas las capas del endometrio materno.	Se forman lagunas donde la sangre extravasada de la madre baña las vellosidades coriónicas.
			 <p>Parte materna (endometrio)</p> <p>Parte fetal (corion)</p> <ul style="list-style-type: none"> <li>Epitelio</li> <li>Tejido conjuntivo</li> <li>Endotelio</li> </ul>	

En la práctica se aprovechará el uso del material de rastro, fresco y conservado, para que el alumnado identifique la morfología de las placentas en las diferentes especies domésticas.

## 7 Forma en que será evaluada la actividad

La evaluación se realizará mediante la siguiente **LISTA DE COTEJO**:

<b>Conocimiento, habilidad o destreza a evaluar</b>	<b>Nulo (5)</b>	<b>Suficiente (6)</b>	<b>Bueno (9)</b>	<b>Sobresaliente (10)</b>
Identificar el tipo de placenta de las especies domésticas y su utilidad para el diagnóstico de gestación.				
Identificar las características del desarrollo embrionario y placentario para estimar la edad de gestación.				
Diferenciar entre los signos sugestivos y definitivos de la gestación mediante palpación rectal en bovinos.				
Explicar las características del diagnóstico de gestación por ultrasonido de imagen real.				
Identificar las ventajas y desventajas de los diferentes métodos de diagnóstico de gestación disponibles para las especies domésticas.				
Calcular correctamente la edad gestacional en ultrasonidos de perros, aplicando las fórmulas de England.				



## 8 Bibliografía

- Balhara A, Gupta M, Singh S, Mohanty A, Singh I. Early pregnancy diagnosis in bovines: current status and future directions. *The Scientific World Journal* [Internet]. 2013. [citado 17 de enero, 2021], Disponible en: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/24382949/>
- Brinsko S, Blanchard T, Varner D, Schumacher J, Love C, Hinrichs K, Hartman D. *Manual Of Equine Reproduction*. 3d. ed. United States: Elsevier Mosby; 2011.
- Dascanio J, McCue P. *Equine Reproductive Procedures*. United Kingdom: Wiley Blackwell; 2014.
- Dieleman S, Colenbrander B, Booman P, Van der Lende T. *Clinical trends and basic research in animal reproduction*. Netherlands: Elsevier Science Publication; 1992.
- Hernández J. *Fisiología clínica de la reproducción de bovinos lecheros*. CDMX (México): Universidad Nacional Autónoma de México; 2016.
- Laven R, Peters A. Gross morphometry of the bovine placentome during gestation. *Reprod Domest Anim*. 2001;36(6):289-296. doi: 10.1046/j.1439-0531.2001.00297.x.
- Mayo P. Diagnóstico de gestación y evaluación de la maduración fetal en la perra. *ARGOS: Informativo Veterinario* [Internet]. 2012 [citado 29 de septiembre, 2021];(144):44-47. Disponible en: <https://hvnachomenes.com/wp-content/uploads/2019/08/Diagno%CC%81stico-de-gestacio%CC%81n-y-evaluacio%CC%81n-de-la-maduracio%CC%81n-fetal-en-la-perra.pdf>
- Prieto R, Smok C, Rojas M. Experiencias de Blog: Placenta comparada. *Int. J. Morphol*. 2011;29(2):432-435. doi: 10.4067/S0717-95022011000200022



- Purohit G. Methods Of Pregnancy Diagnosis In Domestic Animals: The Current Status. *Webmed Central Reproduction*. 2010;1(12):1-26. doi: 10.9754/journal.wmc.2010.001305
- Rangel L, Hernández J. *Fisiología Reproductiva de los Animales Domésticos*. Boeta M, Balcázar J, Cerbón J, Hernández J, Páramo R, Porras A, Salgado B, Valencia J, Zarco L. CDMX (México): Universidad Nacional Autónoma de México; 2018.
- Roa I, Smok C, Prieto R. Placenta: Anatomía e Histología Comparada. *Int. J. Morphol.* [Internet] 2012 [citado 4 de febrero, 2021]; 30(4): 1490-1496. Disponible en: <https://scielo.conicyt.cl/pdf/ijmorphol/v30n4/art36.pdf>



## 9 Casos

### CASO 1

#### El MVZ Marcos en la práctica privada

Autor: Patricia Roldán

##### ESCENARIO DEL CASO

En la granja Los Tres Candados, dedicada a la producción de leche, el médico encargado del hato realizó la inseminación de cinco vacas que presentaron signos de celo. El médico indicó que todas las vacas mostraron indicios relacionados con las etapas de atracción, proceptividad y receptividad. Cuando las vacas fueron montadas en dos ocasiones por otras vacas se consideró que se encontraban en estro; el diagnóstico de montas para determinar la manifestación del celo se complementó con la observación por las mañanas del pelo hirsuto en el flanco y base de la cola. En consecuencia, el médico decidió inseminarlas después de 12 horas de iniciado el celo; las vacas que presentaron celo por la mañana fueron inseminadas por la tarde y viceversa (aquellas que presentaron celo por la tarde, fueron inseminadas por la mañana siguiente).

Veintiún días después de la inseminación de cada vaca y después de haberse asegurado que no existió repetición del calor, el médico decidió realizar un diagnóstico de gestación por palpación transrectal; durante el procedimiento, examinó el cuerpo del útero y ambos cuernos uterinos, pudo realizar la retracción del útero y consideró que existía ligera asimetría uterina, además, percibió que la pared uterina estaba adelgazada. Cuando realizó la palpación en el ovario





ipsilateral al cuerno grávido encontró un cuerpo lúteo. Con los datos recabados con antelación, aun con cierta vacilación el médico decidió confirmar la gestación de todas las vacas examinadas.

No fue posible realizar en la granja un diagnóstico de gestación con ultrasonografía; entonces, el diagnóstico de gestación inicial se emitió por la palpación transrectal realizado al día 21 post-servicio, basado en la experiencia del médico. A los 60 días post-servicio, el médico consideró adecuado realizar, de nuevo, una confirmación de la gestación; él denotó preocupación ya que en dos de las hembras no hay presencia de membrana fetales, vesícula amniótica, deslizamiento de membranas o feto. Por ende, y sin duda, informa que las vacas están vacías.

### ACTIVIDADES

Responder las siguientes preguntas en un documento no mayor a dos cuartillas:

1. Describe, cuáles son los principales signos que confirman el estro en las vacas, y por lo tanto el retorno al estro en una vaca servida.
2. ¿Consideras que pudo existir un error en la inseminación artificial? ¿Cuál es el momento ideal en el que deben inseminar a las vacas después de haberse confirmado el celo?
3. ¿En qué momento sería adecuado realizar el diagnóstico de gestación por palpación transrectal?
4. ¿Qué signos deben presentarse cuando se realiza un diagnóstico positivo de gestación por palpación transrectal?
5. ¿A partir de qué momento de la gestación se advertirá, por palpación rectal, asimetría de los cuernos y adelgazamiento de la pared uterina?



6. ¿Qué opinión tienes acerca de realizar la palpación de los ovarios una vez que se ha diagnosticado una gestación? Fundamenta tu opinión.
7. ¿Consideras que el médico tuvo errores en el diagnóstico de gestación? ¿Cuál sería el manejo o adecuaciones que harías para evitar tener vacas vacías?
8. Si asumimos que el médico realizó de manera adecuada el diagnóstico de gestación inicial, cómo podrías explicar que en el segundo diagnóstico haya encontrado hembras vacías.

Nota: incluir los apoyos bibliográficos empleados, en una cuartilla independiente a la del escrito.

**RÚBRICA** para calificar el caso del MVZ Marcos en la práctica privada  
Integrantes: \_\_\_\_\_

\_\_\_\_\_

\_\_\_\_\_



	<b>Bien (2 puntos)</b>	<b>Adecuado (1 punto)</b>	<b>Inadecuado (0 puntos)</b>	<b>Puntaje y comentarios</b>
Se respondieron todas las preguntas.	Sí.	Faltaron una o dos preguntas.	Sólo respondieron la mitad de las preguntas.	
Las respuestas fueron respondidas correctamente.	Todas.	Sí, en general, aunque hubo un par de conceptos erróneos.	La información no fue correcta en más de tres preguntas o existen. Errores en la interpretación de la información.	
Fundamentan sus opiniones.	Sí, todas.	Sí, en general, aunque hubo conceptos erróneos.	La información no fue fundamentada o existieron errores en la interpretación de la información.	
Integran conocimientos de otros temas del curso.	Sí, en más de una ocasión.	Sí, pero fue erróneo alguno de esos conceptos.	No lo hicieron, siempre que se requirió el apoyo en información diferente a la del tema no respondieron.	
Ortografía, presentación y bibliografía	Nota: Estos puntos son un complemento que puede subir o bajar la calificación de este nivel, de acuerdo con el desempeño de cada equipo.			
<b>10 puntos = 10. 9 puntos = 9. 8 puntos = 8. 7 puntos = 7. 6 puntos = 6. 5 o menos puntos = 5.</b>				



## CASO 2

### Diagnóstico de gestación en perras

Autores: Katia Montoya y Lucía Rangel

#### APRENDIZAJES

En este caso el alumnado podrá utilizar sus conocimientos para identificar las situaciones normales de la gestación en la hembra canina, asimismo, como reconocer las enfermedades que se puedan presentar dentro del ciclo reproductivo. Se entenderá, además, la importancia del uso de diferentes herramientas diagnósticas que le permitan determinar la gravedad de la situación y su posible solución, sin comprometer la vida del animal.

#### ESCENARIO DEL CASO

En la clínica veterinaria donde usted trabaja ingresa una paciente llamada Dolly, hembra canina entera, criolla, de talla pequeña, de cinco años de edad, que nunca ha tenido crías.

El propietario le menciona que Dolly en anteriores ocasiones había mostrado actitudes maternas con sus peluches de juguete después de haber presentado el celo. Incluso, en una ocasión anidó y cuidó los peluches como si fueran sus crías. Razón por la cual, con la esperanza de que Dolly quedara preñada, decidió hacerle una inseminación artificial hace aproximadamente cinco semanas, con semen de un perro vecino.

El motivo de la consulta es la realización de un diagnóstico de gestación, ya que el propietario ha notado el aumento de peso y el desarrollo de la glándula mamaria de su mascota. Dolly, comienza a lamerse con frecuencia la región vulvar; además, la ha notado letárgica y con leve inapetencia.



**HALLAZGOS AL EXAMEN CLÍNICO:** En la inspección se le observó una actitud general nerviosa y alerta, con condición corporal tres de cinco. Las constantes fisiológicas fueron: frecuencia cardiaca de 112 lpm; frecuencia respiratoria de 32 rpm y temperatura corporal de 39 °C.

Al examinar las glándulas mamarias se encontraban ligeramente inflamadas:



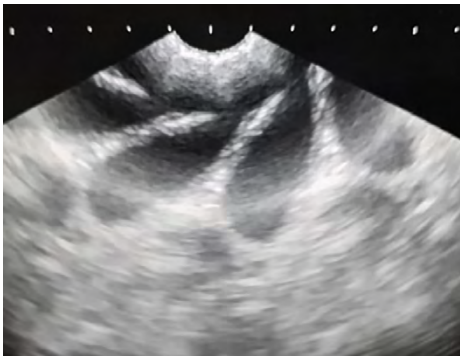
Al hacer la palpación abdominal, se percibió el abdomen tenso y distendido, sin dolor aparente.



### ACTIVIDADES

A partir de sus conocimientos de reproducción animal, responde de manera clara y concisa las siguientes preguntas correspondientes al caso clínico de Dolly, en un documento no mayor a tres cuartillas.

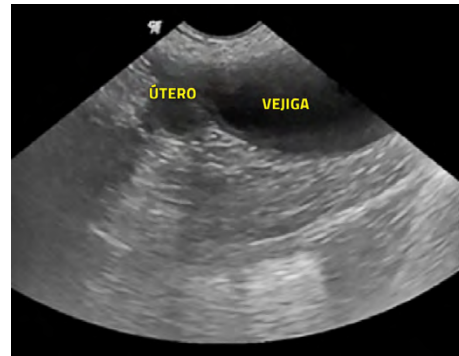
1. ¿Cuáles serían sus diagnósticos diferenciales y por qué?
2. ¿Qué pruebas diagnósticas podría realizar para llegar al diagnóstico definitivo y qué esperaría encontrar en cada una de ellas?
3. Las siguientes imágenes ultrasonográficas pueden ser compatibles con el caso presentado; ¿qué diagnóstico definitivo tendría cada una de ellas?



---

---

---



---

---

---



---

---

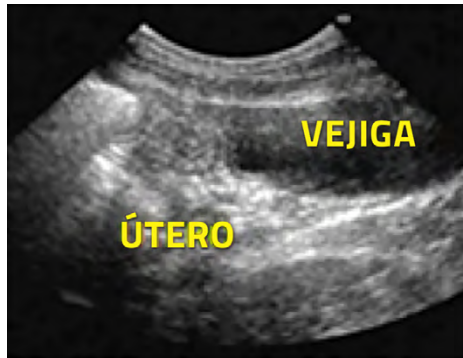
---



---

---

---



---

---

---



4. ¿Qué tratamiento sugeriría para cada uno de los escenarios anteriores?
5. En caso de confirmarse una gestación, ¿qué recomendaciones le haría al propietario tomando en cuenta la historia clínica?

Nota: incluir los apoyos bibliográficos empleados, en una cuartilla independiente a la del escrito.

**RÚBRICA:** para calificar el caso de diagnóstico de gestación en perras.

Integrantes: \_\_\_\_\_

\_\_\_\_\_

	<b>Bien (2 puntos)</b>	<b>Adecuado (1 punto)</b>	<b>Inadecuado (0 puntos)</b>	<b>Puntaje y comentarios</b>
Diagnóstico presuntivo	Argumentaron de manera correcta los posibles diagnósticos presuntivos del paciente, conforme a la historia clínica presentada en el caso.	Omitió algunos datos de la historia clínica para llegar a los posibles diagnósticos presuntivos del paciente.	No llegaron a los posibles diagnósticos presuntivos.	
Pruebas diagnósticas	Describieron de manera correcta todas las pruebas diagnósticas que se pueden utilizar para la confirmación del diagnóstico.	Describieron parcialmente u omitieron alguna de las pruebas diagnósticas que se utilizan para la confirmación del diagnóstico.	No mencionaron las pruebas diagnósticas correctas para la confirmación del diagnóstico.	
Diagnóstico de ecografías	Llegaron al diagnóstico de las cinco imágenes ecográficas de manera correcta.	El alumno respondió de forma correcta al menos tres de las imágenes ecográficas.	El alumno no logró diagnosticar de forma correcta las imágenes ecográficas.	

continúa...





	<b>Bien (2 puntos)</b>	<b>Adecuado (1 punto)</b>	<b>Inadecuado (0 puntos)</b>	<b>Puntaje y comentarios</b>
Tratamiento	Describieron de forma clara y completa los tratamientos indicados para los diagnósticos diferenciales.	Describieron dos o menos de los tratamientos indicados para los diagnósticos diferenciales.	No describieron de forma correcta los tratamientos indicados para los diagnósticos diferenciales.	
Resolución del caso clínico	Argumentaron de manera correcta cada uno de los datos e hizo las sugerencias adecuadas para la resolución del diagnóstico definitivo.	No fueron claros en sus argumentos en alguna de las preguntas y/o no realizaron las sugerencias adecuadas para la resolución del diagnóstico definitivo.	No lograron resolver de forma adecuada las preguntas del caso y/o no realizaron las sugerencias adecuadas para la resolución del diagnóstico definitivo.	

**10 puntos = 10. 9 puntos = 9. 8 puntos = 8. 7 puntos = 7. 6 puntos = 6. 5 o menos puntos = 5.**



Prácticas de manejo  
reproductivo  
en animales domésticos

# Evaluación y conservación de gametos

## P RÁCTICA 3

*Hilda Morayma Guerrero Netro*  
*Ana Delia Rodríguez Cortez*  
*Angélica Daniela Reyes Perea*  
*José Luis Cerbón Gutiérrez*



# Evaluación y conservación de gametos

## PRÁCTICA 3

Autores: Hilda Morayma Guerrero Netro, Ana Delia Rodríguez Cortez,  
Angélica Daniela Reyes Perea y José Luis Cerbón Gutiérrez



### 1 Introducción

En los sistemas de producción animal la eficiencia reproductiva es de vital importancia para mantener la rentabilidad, en especial en aquellos destinados a la producción de leche, de carne o de animales de reemplazo. En los últimos años la reproducción asistida en diferentes especies domésticas ha tenido progresos notables, que han permitido la generación de diferentes biotecnologías para mejorar la eficiencia reproductiva. Estas biotecnologías tienen como base principal el uso de gametos viables, los cuales pueden obtenerse por medio de técnicas como la congelación de semen, la colección, maduración y fertilización de ovocitos, y el cultivo de embriones; por esta razón es indispensable conocer el manejo y evaluación de los gametos.



## 2 Objetivo

El alumnado conocerá el manejo de los gametos femeninos (colección, manejo y evaluación de ovocitos) y masculinos (colección, evaluación, congelación y descongelación de espermatozoides), para su uso en biotecnologías reproductivas.

## 3 Actividades

Esta práctica se realizará en dos secciones específicas para cada gameto.

En el caso de los ovocitos se realizará una:

- 1) Colección de acuerdo con la especie de la que se tengan ovarios.
- 2) Evaluación de la morfología del citoplasma de los ovocitos colectados.
- 3) Evaluación de acuerdo con el grado de expansión de las células del *cumulus*.
- 4) Determinación de la etapa de la meiosis en la que se encuentran.

Para el semen se llevarán a cabo las siguientes actividades:

- 1) Evaluación macroscópica y microscópica de un eyaculado:
  - a) Volumen, color, pH, olor y consistencia.
  - b) Evaluación de parámetros de motilidad grupal e individual.
  - c) Determinación de la concentración espermática.
  - d) Evaluación de la viabilidad espermática.
  - e) Evaluación de morfología de los espermatozoides.
- 2) Cálculo para el número de dosis.
- 3) Empajillado.
- 4) Descongelación de pajillas y armado de la pistola de inseminación.



**VIDEO INSTRUCCIONAL:** para una mayor comprensión del video, se recomienda leer con antelación toda la práctica.

1. Evaluación de semen



## 4 Habilidades y destrezas por adquirir

En la parte de ovocitos se propone que el alumnado logre lo siguiente:

1. Determinar el método de colección de ovocitos de acuerdo con la especie.
2. Realizar la colección de ovocitos de acuerdo con las especificaciones de la técnica.
3. Identificar bajo el microscopio al menos un ovocito que cumpla con las características morfológicas deseadas y determinar el grado de expansión.

Para la parte de semen se propone que el alumnado logre lo siguiente:

1. Conocer los métodos de colección de semen más utilizados en los animales domésticos.
2. Reconocer las diferentes porciones que conforman el eyaculado, las características e importancia de cada una.
3. Desarrollar la habilidad de evaluar de manera objetiva el semen bajo criterios macroscópicos y microscópicos, así como formar un criterio sobre la calidad y pertinencia del uso del eyaculado.
4. Determinar la concentración de espermatozoides presente y calcular el número de dosis que se pueden obtener a partir del eyaculado.
5. Conocer el proceso de preservación del semen en nitrógeno líquido y el tiempo de almacenamiento.



6. Conocer el procedimiento de armado de una pistola de inseminación artificial (tomando como modelo el material usado para la especie bovina).

## 5 Materiales

Se solicita que el alumnado se presente a la práctica con bata, jeringa de cinco ml con aguja de 18G, guantes, plumón indeleble y cuaderno de registro. Para la evaluación de ovocitos se utilizarán ovarios de diferentes especies domésticas (bovinos, caprinos, ovinos, porcinos y caninos), los cuales podrán ser colectados de rastro o durante cirugías de esterilización sin importar la etapa del ciclo estral. El material de rastro debe ser almacenado en solución salina fisiológica a una temperatura de 4 °C hasta el día de la práctica.

## 6 Desarrollo de la práctica

### Colección y evaluación de ovocitos

Entre las principales biotecnologías aplicadas al ovocito se encuentran la maduración *in vitro* o *in vivo* de ovocitos, la fertilización *in vitro* por co-cultivo o por inyección intracitoplasmática de espermatozoides, la transferencia nuclear de células somáticas y, en la etapa final, el cultivo de embriones para su posterior transferencia. Estas biotecnologías han permitido mejorar las tasas de reproducción de animales con alta estima genética y la comercialización de embriones.

### Métodos de colección de ovocitos

La colección de ovocitos se puede realizar de modo directo de los ovarios como es en el caso de la muerte repentina del animal, después



de la esterilización o al coleccionar los ovarios en rastro. Estos ovocitos deben ser madurados *in vitro* para su ulterior fertilización o vitrificación, a pesar de que los porcentajes de éxito son bajos. Los métodos de colección varían de acuerdo con la especie siendo los principales la aspiración con jeringa o bomba, el *slicing* y el curetaje.

La aspiración con jeringa se debe llevar a cabo con una jeringa de entre 3 – 5 ml, una jeringa de menor volumen no generará la succión suficiente de 120 mm de Hg (mercurio) para desprender el ovocito, en el caso de que se genere una succión mayor esto puede resultar en el desprendimiento las células del *cumulus* y en daños a la integridad del ovocito. Además, el ovocito al ser una célula gigante –que se puede ver a simple vista– necesita un diámetro de aguja de 18G para permitir su paso. Agujas con diámetros mayores a 18G permiten coleccionar un mayor número de ovocitos, aunque con un mayor porcentaje de ovocitos desnudos. Diámetros menores, por otro lado, reducen el número de ovocitos coleccionados. A continuación, se muestra el tamaño promedio de un ovocito maduro por especie. La técnica de *slicing* (rebanado) se usa, sobre todo, en perros y consiste en colocar el ovario en un plato Petri con medio de colección y realizar pequeños cortes con un bisturí a lo largo de la corteza del ovario mientras se lava la zona con medio de colección con la ayuda de una jeringa. El *slicing* se usa en especies con folículos de menor tamaño. El curetaje consiste en tomar un folículo, diseccionar en dos y con una cureta de hueso Volkmann raspar las paredes para desprender las células ováricas, incluso el ovocito. La cureta se lava con medio de colección en un plato Petri y después se realiza la búsqueda de ovocitos.

Para esta técnica es muy importante realizar la búsqueda en menos de 30 minutos ya que debido a la presencia de otras células ováricas y líquido folicular se formarán grumos que no permitirán separar a los ovocitos. En equinos es común utilizar la técnica de aspiración



conectando la jeringa a una bomba de aspiración, tal como ocurre en la técnica de OPU ya que estos requieren una mayor succión para ser colectados. En caso de no contar con una bomba, una alternativa para esta especie es el curetaje (**Cuadro 1**).

**Cuadro 1.** Método de colección de ovocitos en las diferentes especies domésticas (Watanabe *et al.* 2017, Reyes-Perea *et al.* 2019)

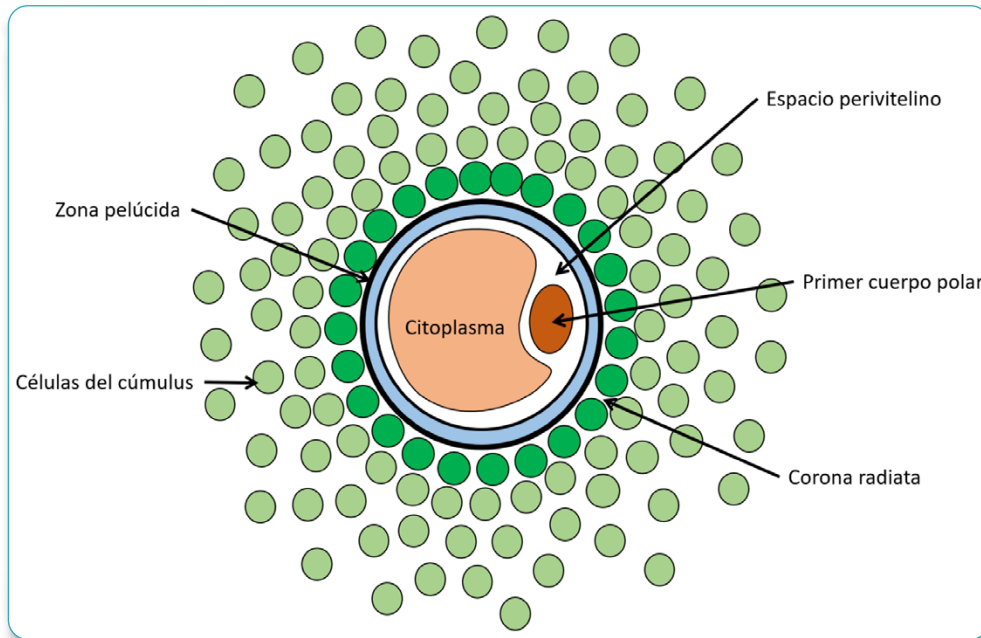
Especie	Método de colección
Bovino, ovino, caprino, porcino	Aspiración
Canino, roedor	<i>Slicing</i>
Equino	Aspiración con bomba o curetaje

### Evaluación de la morfología del ovocito

Una vez que se han reunido los ovocitos, es necesario realizar una adecuada valoración de los ovocitos para determinar su maduración y con esto la posibilidad de que puedan ser fertilizados.

El ovocito es una célula redonda la cual se encuentra rodeada por las células del *cumulus* (**Imagen 1**). Entre ambos se mantiene una estrecha comunicación lo que permite que el ovocito alcance la maduración citoplasmática y nuclear. La primera evaluación consiste en observar el ovocito, este debe presentar una forma esférica sin ninguna anomalía en el citoplasma, además de tener una textura y pigmentación uniforme. En caso de que los ovocitos no presenten estas características deben de ser descartados; un motivo más para descartar a los ovocitos es la ausencia de las células del *cumulus*, éstos deben presentar al menos una capa de células para madurarse *in vitro*.





**Imagen 1.** Ovocito rodeado de células del *cumulus*  
(Imagen: Daniela Reyes).

## Evaluación de la expansión de las células del *cumulus*

La estrecha relación del ovocito con sus células del *cumulus*, ocasiona que uno de los marcadores de maduración más fáciles de observar sea la expansión de las células del *cumulus*; éstas son grupos de células de la granulosa diferenciadas que rodean al ovocito y que contribuyen a su maduración, la cual ocurre gracias a que las células del cúmulo forman uniones gap con el ovocito. Este hecho permite el paso de factores de crecimiento de manera más eficiente.

Existen, entre estos factores, promotores de la proliferación cuyo resultado es un aumento en el número de células del *cumulus* lo que se observa fácilmente bajo el microscopio como un aumento en el tamaño del *cumulus*; este aumento puede clasificarse de la siguiente

manera: desnudos, es decir, ovocitos sin células del cumulus, grado 1 o pobre, cuando hay de una a tres capas de células alrededor del ovocito; grado 2 o parcial, cuando se presentan de tres a cinco capas de células, y grado 3 o completa, cuando se presentan más de cinco capas (Imagen 2). En bovinos se considera que todos los ovocitos con grado 3 de expansión están maduros y pueden fertilizarse, sin embargo, esto no corresponde en todas las especies. Debe confirmarse, entonces, con la observación del primer cuerpo polar. Clasificar los ovocitos de modo apropiado por su grado de expansión, al margen de su forma de obtención, define el porcentaje de éxito de fertilización y, por ende, las tasas de fecundación.

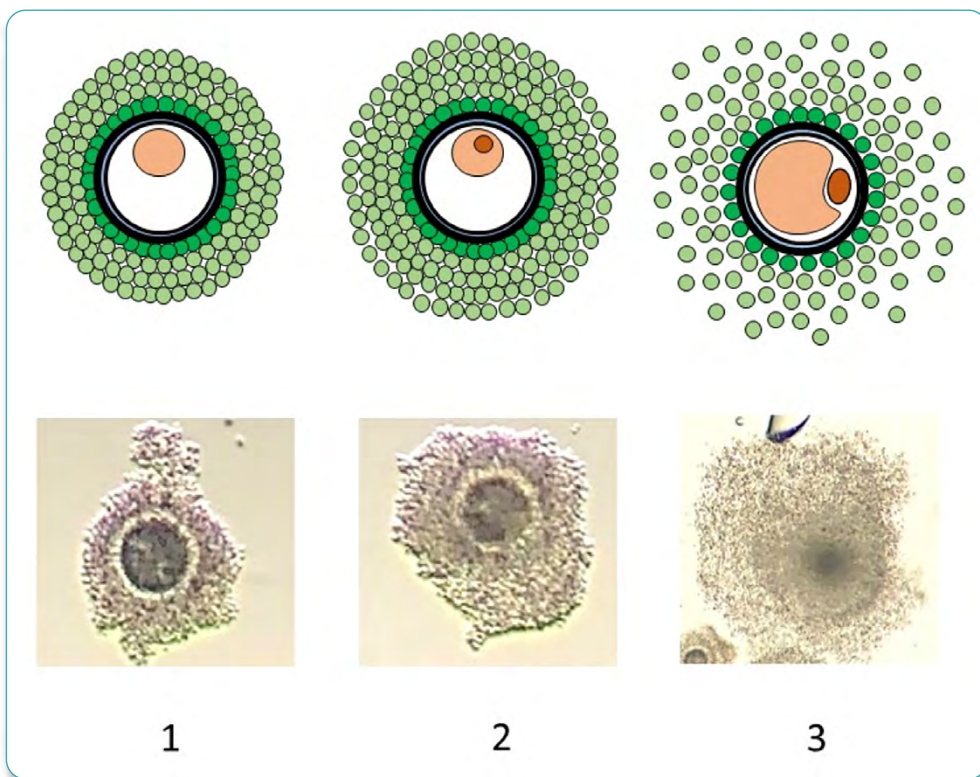


Imagen 2. Grados de expansión en ovocitos bovinos (Imagen: Daniela Reyes).



Para evaluar la expansión del cúmulus los ovocitos se colocan en una gota de colección, en la que son contabilizados y clasificados bajo el microscopio de acuerdo con los grados de expansión, con lo que se calculan los porcentajes de maduración de los ovocitos obtenidos.

**EJEMPLO:** Si se recolectaron un total de 35 ovocitos, de los cuales cinco tenían una expansión completa de las células del *cumulus*, se tuvo un 14.2% de ovocitos maduros (**Cuadro 2**).

**Cuadro 2.** Ejemplo del porcentaje de maduración

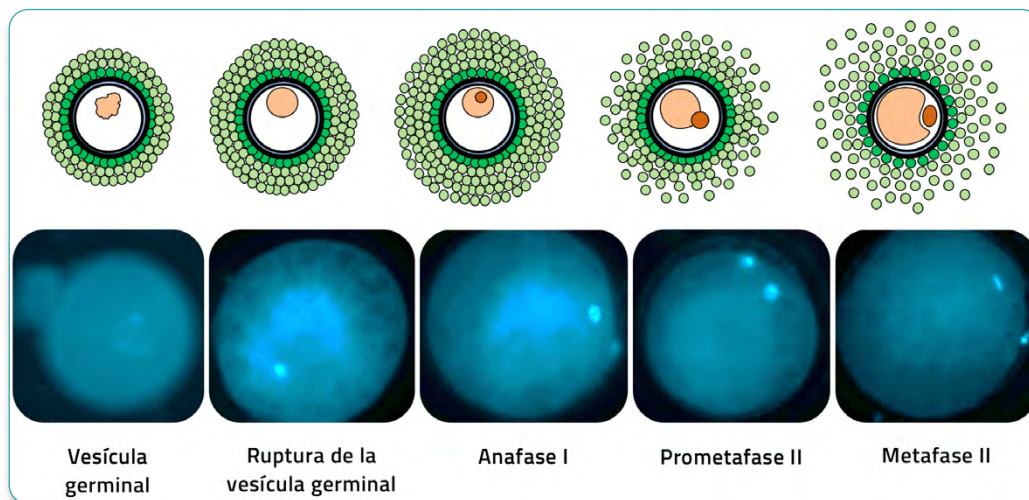
Número total de ovocitos	Número de ovocitos maduros	Porcentaje de ovocitos maduros
35 (100%)	5	14.2%

### Evaluación de las fases de meiosis

Durante su formación, el ovocito pasa por una división meiótica para reducir su material genético. La meiosis tiene como principal rasgo la recombinación del material genético y la formación de dos células diploides, sin embargo, esto no ocurre en el ovocito ya que éste expulsa el material genético de la segunda célula en forma del primer cuerpo polar. De igual modo, al finalizar la segunda meiosis, en la que se reduce el material genético formando una célula haploide y el resto del material genético se expulsa en el segundo cuerpo polar.

Esta división se detiene en dos ocasiones, la primera pausa sucede durante el desarrollo embrionario y ocurre en la profase I. La división concluye durante la pubertad y está marcada por la ruptura de la vesícula germinal. La segunda pausa transcurre durante la metafase II y termina con la fertilización. Estas pausas nos ayudan a determinar la etapa en la que se encuentra el ovocito de una manera muy sencilla; asimismo, pueden ser un primer indicador de si el ovocito

está se detiene en el proceso de maduración o si ya fue fertilizado. Para determinar la etapa en la que se encuentra el ovocito, se puede usar la tinción de Hoescht: ésta penetra la célula y tiene la capacidad de teñir los ácidos nucleicos por lo que permite observar la ruptura de la vesícula germinal, diferentes etapas de la meiosis y la expulsión de los cuerpos polares (**Imagen 3**).



**Imagen 3.** Indicadores observables del estadio de maduración del ovocito por medio de la tinción de Hoescht. De izquierda a derecha, observamos el proceso de maduración del ovocito correspondiente a la formación y extrusión del primer cuerpo polar. En los esquemas, se ejemplifica en color beige el material genético del ovocito, y en café el del primer cuerpo polar (Adaptado de Reyes-Perea *et al.* 2019).

## Recolección de semen

En las diferentes especies, existe una amplia diversidad de técnicas para recolectar semen, mismas que se clasifican en métodos tradicionales y alternativos. Los más usados entre los animales domésticos son los métodos tradicionales tales como la colecta con vagina



artificial, el electroeyaculador, la estimulación manual –masturbación– y en el caso de especímenes muertos el uso de lavado retrógrado del epidídimo. Dentro de los métodos alternativos habrá que mencionar el uso de preservativos, recolectores vaginales o la ex-cópula; la mayoría de éstas se han propuesto para su uso en la especie equina, en donde se han buscado opciones distintas al método de electro eyaculación, debido a la poca eficiencia y riesgo que implica su uso.

Sea cual sea el método empleado, es importante considerar que para el uso de los métodos de recolección se debe tener en cuenta el intervalo de recolección de semen, ya que si se realiza con alta frecuencia puede afectar la concentración espermática y madurez de los espermatozoides; asimismo, una baja frecuencia de colección puede afectar la motilidad y vitalidad espermática.

## Evaluación del semen

Una vez que se obtiene el semen deberán realizarse dos valoraciones metódicas y rápidas: a) evaluación macroscópica del semen que incluye volumen, color, olor, consistencia y pH; b) evaluación microscópica que consta de valorar la motilidad total (expresada en porcentaje), la motilidad progresiva (desplazamiento lineal y progresivo), el cálculo de la concentración y la evaluación de anomalías (**Imagen 4**).





### Pruebas macroscópicas

**Volumen.** Se relaciona con el medio, la edad y el genotipo del macho. Se evalúa realizando la medición mediante observación directa de la muestra obtenida en un contenedor o tubo de ensayo graduado. Este parámetro varía entre especies (**Cuadro 3**) y depende del método de




recolección, de manera general se obtienen menores cantidades con el uso del electroeyaculador y si la técnica no es la adecuada se corre el riesgo de contaminarla con orina.

**Cuadro 3.** Características seminales y dosis de inseminación en las diferentes especies domésticas (Imágenes de espermatozoides: tinción eosina:nigrosina, microscopio óptico con aumento 40x, más 10x de la cámara fotográfica. Elaboradas por Héctor Nájera).

Especie	Concentración espermatozoides/ml	Volumen (ml)	Dosis de inseminación
Canino 	>100 x 10 <sup>6</sup> 50-200 x 10 <sup>6</sup> (rango)	2 - 30 (3 fracciones) 1 - 5 (2 fracciones)	100 x 10 <sup>6</sup> en 2 ml (fresco/vaginal)
Felino	153 x 10 <sup>6</sup> 40 x 10 <sup>4</sup> lavado vaginal post servicio	0.02 - 0.12	50 - 100 x 10 <sup>6</sup> en 0.10 ml (fresco/vaginal)
Bovino 	1200 x 10 <sup>6</sup>	6 2 - 10 (rango)	10 - 15 x 10 <sup>6</sup> en 0.25 a 0.50 ml (fresco/intrauterino)
Equino 	150 x 10 <sup>6</sup> 150-300 x 10 <sup>6</sup> (rango)	20-300 (3 fracciones) 60-70 (2 fracciones)	250-500 x 10 <sup>6</sup> en 10 a 25 ml 80-100 x 10 <sup>6</sup> macrotubo (fresco/vaginal)
Porcino 	200-300 x 10 <sup>6</sup>	225 150-500 (rango)	3000 x 10 <sup>6</sup> en 80 - 100 ml (fresco/intracervical)

continúa...



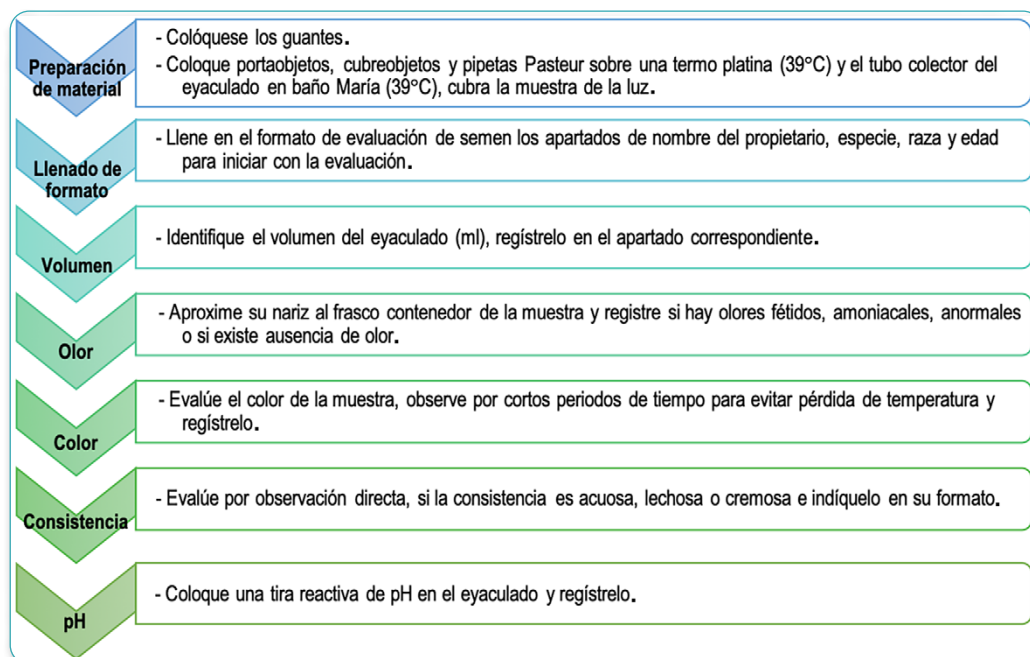
Especie	Concentración espermatozoides/ml	Volumen (ml)	Dosis de inseminación
Caprino	3600 x 10 <sup>6</sup> 2500-5000 x 10 <sup>6</sup> (rango)	1 0.5 -2 (rango)	150 x 10 <sup>6</sup> en 0.25 a 0.50 ml (fresco/intracervical)
Ovino 	3500 x 10 <sup>6</sup> 2670 - 3630 x 10 <sup>6</sup> (rango)	1 0.5 -2 (rango)	150 x 10 <sup>6</sup> en 0.25 a 0.50 ml (fresco/intracervical)

**Color.** La evaluación se realiza mediante observación directa, y denota de manera indirecta el estado de salud de los sementales. Los colores distantes del blanco suelen relacionarse con procesos infecciosos o necrotizantes como el color verdoso, contaminación con orina indicada por el color amarillo, o presencia de sangre cuando se observan colores rosados o rojizos.

**pH.** Este parámetro se puede evaluar con tiras reactivas o mediante un potenciómetro. Los rangos normales de este parámetro suelen oscilar de 6.5 a 8.0, teniendo como norma encontrarse dentro del rango neutro (pH 7.1 a 7.5). El pH es producto de las secreciones provenientes de la próstata y de las vesículas seminales, generalmente son reflejo de la dieta, así pues, el semen de las especies carnívoras suele ser más ácido que el de los herbívoros.

**Olor.** El eyaculado no tiene un olor característico determinado, sin embargo, no debe despedir malos olores, si fuera el caso se podría considerar un proceso infeccioso, mientras que la presencia de olores amoniacales puede referir contaminación con orina.

**Consistencia.** El semen, en su consistencia, debe ser líquido, oscilando desde claro-acuoso hasta cremoso-espeso o cremoso-lechoso; dependiendo de la relación entre el plasma seminal y la cantidad de espermatozoides por mililitro de eyaculado.



**Imagen 4.** Guía rápida para el procedimiento de la evaluación macroscópica. (Imagen: Ana Delia Rodríguez)

### Pruebas microscópicas

**Motilidad.** Es uno de los principales parámetros a evaluar pues si un espermatozoide es inmóvil es incapaz de atravesar el moco cervical y la envoltura del ovocito. Esta prueba debe realizarse lo más pronto posible ya que se va perdiendo con el transcurrir del tiempo. Existen dos tipos de motilidad: la motilidad total la cual consiste en evaluar la capacidad de movimiento general de los espermatozoides y la motilidad progresiva la cual determina su capacidad de progresar a través





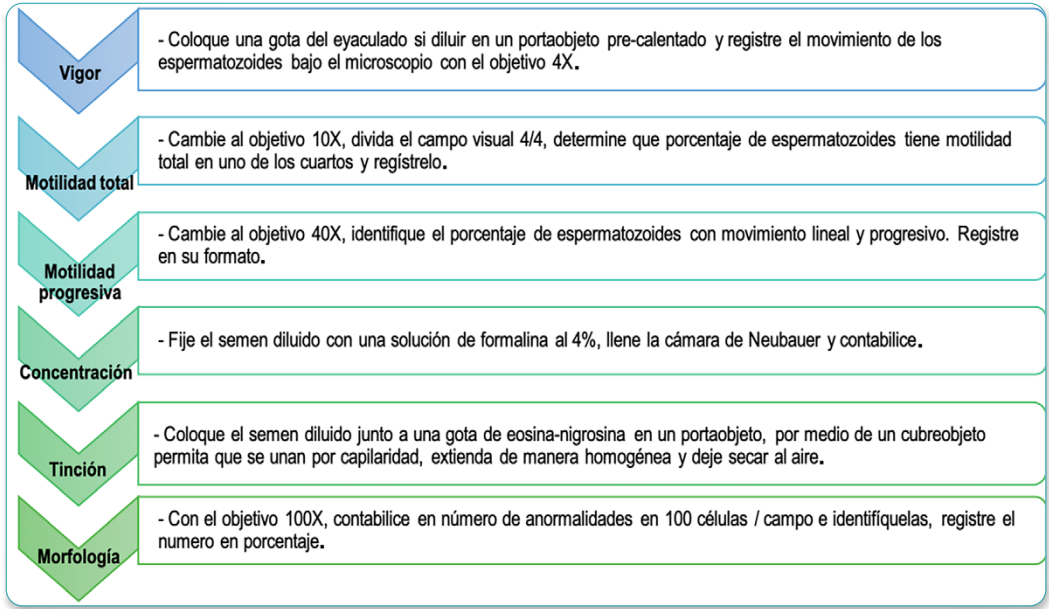
del campo. Ambas motilidades reciben un valor en porcentaje para facilitar la estimación se sugiere dividir el campo visual, observado en el microscopio, en cuartos. Al reducir el área de observación a estimar es más sencillo determinar el porcentaje de células con motilidad. Los valores obtenidos referentes a la motilidad son utilizados para ajustar la concentración de espermatozoides por pajilla utilizados en inseminación artificial.

Se puede hacer, al final, una apreciación subjetiva de la velocidad y el tipo del movimiento que tienen los espermatozoides, usando una escala de 0 a 4, considerando que los movimientos óptimos del semen fresco tendrán una calificación de 3 o 4, siendo esta última la correspondiente al movimiento más rápido y adecuado (**Cuadro 4**).

**Cuadro 4.** Clasificación del semen de acuerdo con la motilidad individual

Clasificación	Características
0	Inmóviles o muertos.
1	Girando entre sí, sin movimiento progresivo.
2	Movimientos anormales, en ocasiones progresivo.
3	Con movimiento progresivo lento y ondulatorio.
4	Con movimiento progresivo y rectilíneo rápido.

El procedimiento para la práctica se detalla en la guía rápida para el procedimiento de la evaluación microscópica (**Imagen 5**).



**Imagen 5.** Guía rápida para el procedimiento de la evaluación microscópica (Imagen: Ana Delia Rodríguez).

**Concentración.** La cámara Neubauer es el método que más se utiliza para evaluar la concentración espermática. La cámara de conteo está formada por dos áreas cuadradas, cada una de estas áreas contienen cinco cuadros en cada lado (**Imagen 6**). En la imagen se identifican cinco cuadros enumerados y de color blanco, estos son los cuadros en los que se recomienda realizar el conteo de espermatozoides. Cada uno de estos cuadros grandes contienen a su vez 16 cuadros chicos, este último cuadrado es de utilidad para llevar en orden el conteo, realizando una lectura de izquierda a derecha y bajando a través del área a contar en forma de zig-zag, lo cual le permitirá no repetir en su conteo ninguna célula.

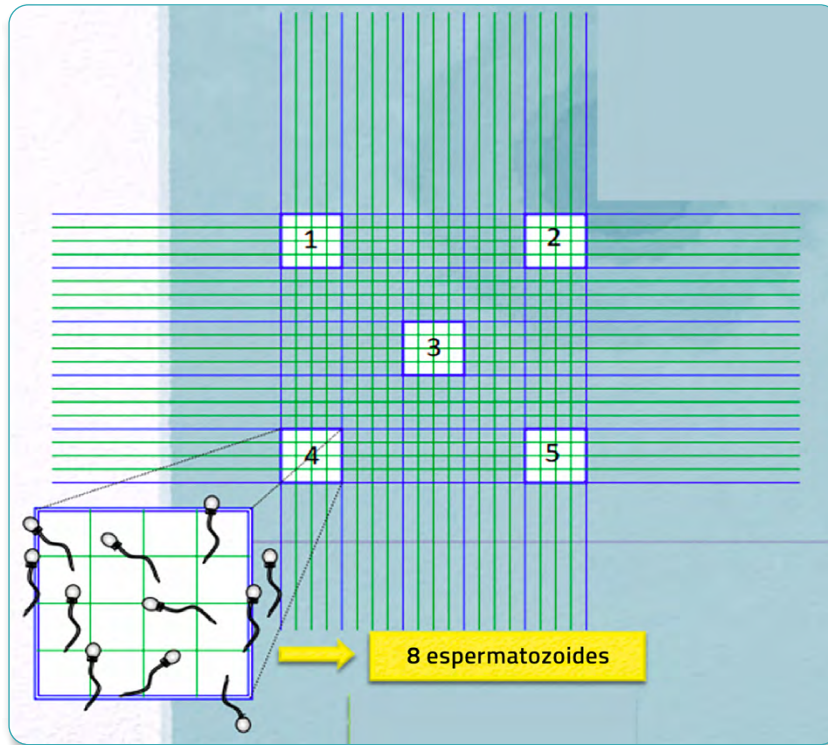
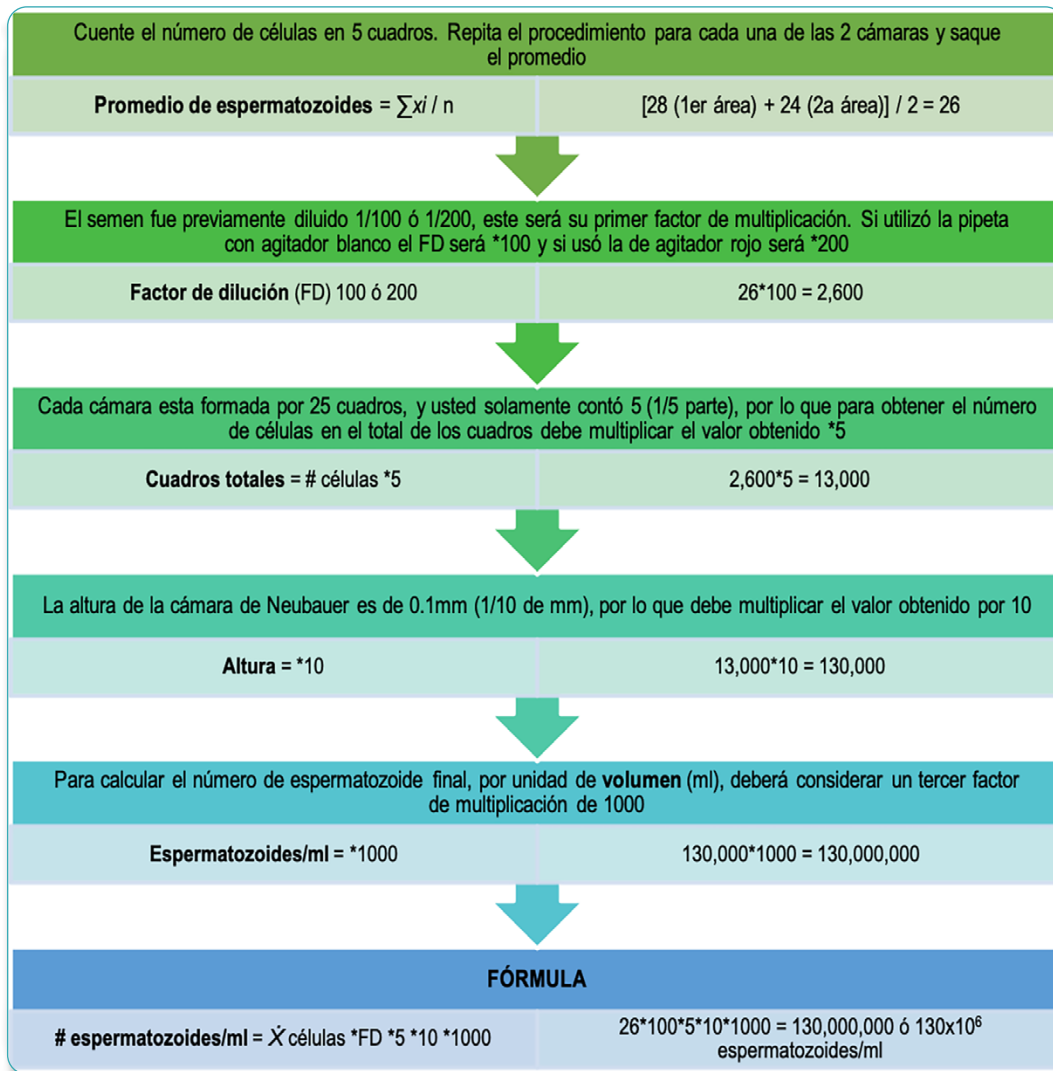


Imagen 6. Cámara de Neubauer.

Para realizar la dilución del semen, se puede utilizar la pipeta de Thomas: se llena con la muestra de semen hasta la primera marca indicada como 0.5 y después se completa con solución salina fisiológica al 0.9% (SSF), hasta la marca indicada con la graduación 1.1, de este modo se obtiene una dilución de 1:200.

Una vez que usted tenga la muestra de semen diluido e inmobilizado, con paraformaldehído al 4% en SSF, deberá transferir un volumen de 40  $\mu$ l a ambas áreas de la cámara de Neubauer, llenando por capilaridad en el área cuadrículada, se recomienda el uso de los objetivos 20x o 40x del microscopio óptico. Al visualizar la red cuadrículada deberá contar las cabezas de los espermatozoides que quedan dentro del área a contar, si algunas cabezas quedan en las líneas

limitantes de los cuadrantes grandes deberá contar sólo las que se queden en las líneas lateral izquierdo y superior del cuadrante. Al finalizar el conteo de ambas áreas deberá calcular el promedio y seguir las instrucciones de la **GUÍA RÁPIDA** para el cálculo de la concentración espermática por ml (**Imagen 7**).



**Imagen 7.** Guía rápida para el procedimiento para el cálculo de la concentración espermática (Imagen: Ana Delia Rodríguez).



Existe otro sistema considerado de alta precisión y exactitud, además de que tiene la capacidad de poder evaluar una amplia cantidad de parámetros del semen, es el Sistema de Análisis Computarizado (denominado CASA, Computer Assisted Semen Analysis por sus siglas en inglés) que consiste en evaluaciones computarizadas usando cámaras de alta resolución y alta velocidad, se obtiene información numérica a partir de una secuencia de imágenes, dependiendo del parámetro a medir. El CASA, entre otros parámetros, mide relacionados a morfología como tamaño de las células o porcentajes de anomalías, la viabilidad, motilidad total y progresiva.

**Viabilidad.** Para evaluar la viabilidad espermática se pueden emplear diferentes protocolos de tinciones que utilizan eosina azul o eosina amarillenta, en conjunto con nigrosina, en porcentajes de dos hasta 10%. Estas tinciones se pueden visualizar con técnicas de microscopía de campo claro, aunque también existen colorantes que son visualizados con microscopía fluorescente, como SYBR Green, Hoechst 33342, yoduro de propidio, calceína AM o sus mezclas.

El fundamento de las tinciones, cualquiera que sea su tipo, radica que las células vivas mantienen sus membranas íntegras, lo que ocasiona que permanezcan impermeables a la tinción, y por ende los espermatozoides vivos tendrán apariencia no teñida; mientras que los espermatozoides muertos, al tener membranas dañadas, permiten la incorporación de los colorantes, así se explica la apariencia de estructuras intracelulares teñidas.

La tinción de eosina-nigrosina es la más empleada debido a su alta disponibilidad, por ser económica y por no requerir de técnicas de microscopía especial. La eosina es un colorante ácido de polaridad aniónica (negativa) que se une de manera selectiva a estructuras celulares cargadas de manera positiva, como los organelos citoplasmáticos que se denominan acidófilos o eosinófilos. El segundo com-



ponente –la nigrosina– es un colorante de partículas finas y de carga negativa que, debido a la carga de los organelos de las células, no penetra al ambiente intracelular a pesar de que las membranas se encuentren permeables. Por ello solo tiene la capacidad de teñir el ambiente extracelular y se utiliza como una tinción de contraste para poder visualizar de mejor manera a las células.

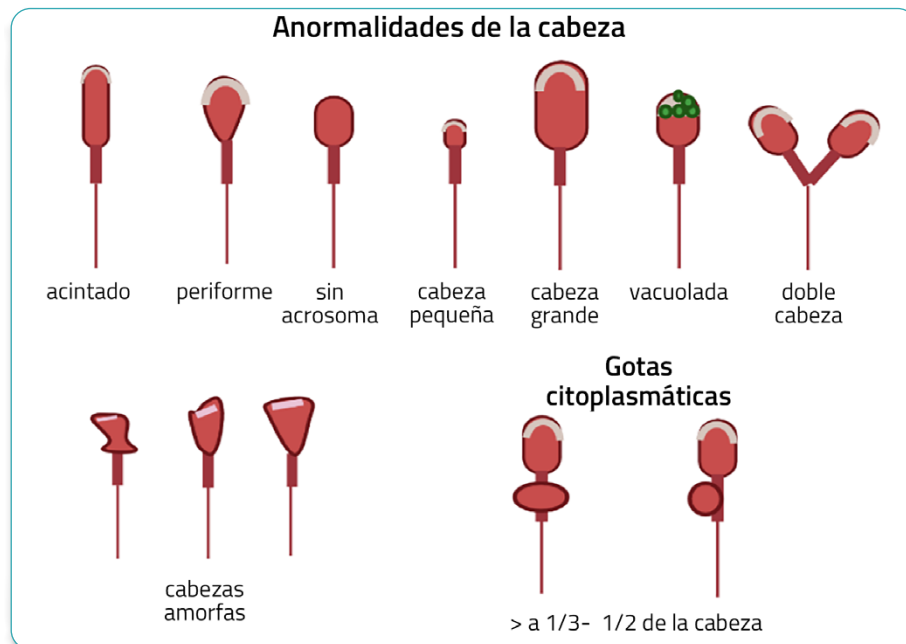
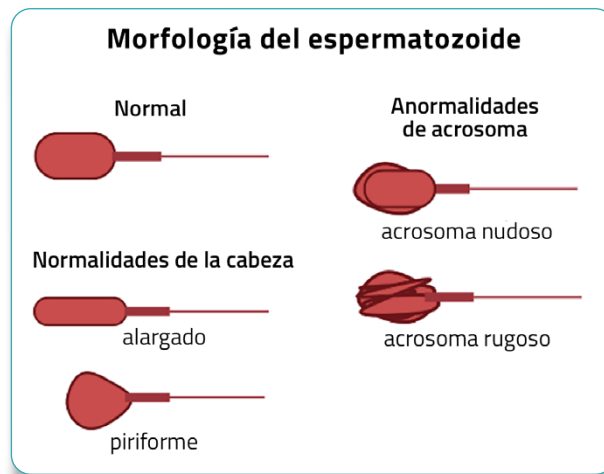
**Morfología.** Los defectos **primarios** se originan dentro del testículo por fallas ocurridas en el proceso de espermatogénesis; no deben superar el 10% del total de células. De manera general pueden observarse defectos de conformación de la célula, ya sea en la cabeza (tamaños que no corresponden a la morfología normal de la especie en cuestión –micro o macrocefalia–, cabezas dobles, cabezas sueltas, espermatozoides subdesarrollados, defectos acrosomales, o contornos anormales), o en el flagelo (defectos en el número, tamaño, o silueta).

Las anomalías **secundarias** ocurren por daños que ocurren en el transporte de los espermatozoides. Es idóneo que como máximo, el 15% de los espermatozoides de una muestra presenten este tipo de anomalías. En el segmento intermedio del flagelo puede observarse presencia de gotas citoplasmáticas en la parte más proximal o distal a la cabeza; denotándose la presencia de células inmaduras –en general– presentes en machos sobre trabajados. También se muestran defectos en la parte distal del flagelo observándose sobre enrollamiento, causado por cambios osmóticos durante el transporte.

Los defectos **terciarios** se originan por deficiente manejo de las muestras de semen; deben evitarse en todos los casos. Las anomalías usualmente confundidas con los otros defectos, ya mencionados, son la presencia de cabezas sueltas o hiperenrollamiento de los flagelos. Las razones de la decapitación suelen ser una incorrecta



técnica en la elaboración de los frotis y del hiperenrollamiento; la razón suele ser una errónea preparación de los diluyentes, adjudicable a cambios en la osmolaridad de los mismos (**Imagen 8**).



**Imagen 8.** Morfología y anomalías espermáticas (Elaborado por: Leilani Monserrat Mata Nácar).



### Cálculo del número de dosis

Para conocer cuántas dosis podemos obtener en cada muestra de eyaculación de una especie, es necesario realizar algunos cálculos. Esta fórmula considera todos los factores evaluados previamente:

$$\text{Número de dosis} = \frac{\text{Volumen} * \text{Concentración} * \text{Motilidad} * \text{Morfología}}{\text{Concentración deseada}}$$

**EJEMPLO:** Suponga usted que recolectó de un toro, 4ml de muestra de eyaculación. La concentración es de  $130 \times 10^6/\text{ml}$ , con 80% de motilidad y 8% de anomalías de los dos tipos permitidos. Y queremos preparar pajillas de 0.5ml que contengan  $15 \times 10^6$  células por dosis.

Al sustituir:

$$\text{Número de dosis} = \frac{4 \text{ ml} (130 \times 10^6/\text{ml}) (0.8) (0.92 \% \text{ células normales})}{15 \times 10^6} = 25.5$$

Tendrá que redondearse la cifra hacia el número entero próximo inferior, es decir, 25 pajillas. Finalmente, debe calcular el volumen de diluyente:

25 dosis x volumen de cada pajilla (0.5ml) = 12.5ml totales (semen y diluyente)

Volumen de diluyente requerido: 12.5ml-4ml (eyaculado) = 8.5ml de diluyente requerido





## Dilución del semen

Los diluyentes del semen son compuestos químicos o un conjunto de sustancias que tienen como objetivo preservar la viabilidad del semen, además de aumentar el volumen de la muestra de eyaculación, y cumplen con las necesidades de protección de los espermatozoides durante el enfriamiento, congelación y descongelación. El diluyente seminal, en este caso, debe cumplir con características relacionadas al pH, capacidad amortiguadora, osmolaridad, fuerza iónica, aporte de energía y resistencia al crecimiento bacteriano, así como poseer ingredientes que aporten energía como la glucosa y fructosa. Estos componentes también pueden fungir como crioprotectores al evitar la formación de cristales durante la criopreservación, ya que mantienen y aumentan la presión osmótica de manera extracelular en el espermatozoide, y con ello preservan la integridad de la membrana espermática durante largos periodos de almacenamiento.

El diluyente deberá contener sustancias tampón o *buffers* (amortiguador químico), que le proporcionen estabilidad a la membrana, manteniendo la característica isosmótica total. Un ejemplo es el Tris (Hidroxymethyl aminomethano) el cual es útil durante la congelación del semen ya que tiene una buena capacidad *buffer* y baja toxicidad aún en concentraciones altas. Los diluyentes también suelen contener sustancias orgánicas como la yema de huevo, que aportan lipoproteínas, fosfolípidos y lecitinas, estos elementos evitan el choque por enfriamiento debido a que protegen y recubren las células, además que preservan la motilidad, la integridad membranal del acrosoma y de las mitocondrias del espermatozoide. La leche descremada también se usa porque sus componentes forman micelas de caseínas y de lactosa que disminuyen el daño por enfriamiento y congelación.

Debe de tenerse un cuidado especial con estas sustancias orgánicas porque pueden reaccionar negativamente con algunos com-



ponentes del semen. El semen caprino, por ejemplo, contiene una fosfolipasa que proviene de las glándulas bulbouretrales llamada EYCE (enzima que coagula la yema del huevo) que hidroliza la lecitina del huevo, y genera toxinas dañinas para el espermatozoide y coagulación de la muestra. Asimismo, tiene una fracción proteica proveniente de las glándulas bulbouretrales –ISBUIII lipasa triacilglicerol (la proteína BUSgp60)– que interactúa con los constituyentes de la leche e inhibe de manera sustancial la motilidad espermática. En consecuencia, para evitar daños a las células es recomendable utilizar estas sustancias en una proporción máxima del 1.5% del total del diluyente.

### Criopreservación

Es un proceso en el que las células son congeladas a temperaturas de  $-80^{\circ}\text{C}$  a  $-196^{\circ}\text{C}$  (punto de ebullición del nitrógeno líquido) para disminuir las funciones vitales de la célula y mantenerla en condiciones de vida suspendida por tiempo prolongado. Esta técnica se usa para la conformación de bancos genéticos, con el objetivo de mantener la biodiversidad y conservar físicamente una especie. Se promueve también la conservación de germoplasma masculino por tiempo indeterminado.

El principal factor que se involucra con la eficiencia de congelación es la velocidad de disminución de la temperatura durante el congelamiento; ésta se relaciona con el tipo de curva utilizado durante la congelación; tiene relación directa con los daños celulares provocados por la deshidratación y formación de cristales de hielo.

Los crioprotectores tienen la función de proteger los espermatozoides durante la fase de cristalización ocurrida a bajas temperaturas (congelamiento). Los crioprotectores pueden ser penetrantes (Glicerol, DMSO) –los cuales ayudan a reducir la pérdida de agua del esper-



matozoide– y, no penetrantes (disacáridos o proteínas) que aceleran la deshidratación durante el enfriamiento rápido, reduciendo así la formación de cristales de hielo. El crioprotector más usado para el semen canino, es el glicerol, en una concentración del 6%. (Noakes, Parkinson, England 2019; Wanke, Gobello 2006).

Una vez que se obtiene y evalúa la calidad de la muestra de semen, se centrifuga y diluye la muestra con algún diluyente casero o comercial, se da inicio a la fase de disminución paulatina de temperatura (enfriamiento) colocando la muestra en refrigeración, donde permanecerá la muestra de dos a seis horas (tiempo de equilibrio) donde la muestra adquirirá una temperatura de 5 °C, se evalúa de nuevo la calidad del semen y se envasa en pajillas de polivinilo de 0.5 o 0.25ml, previamente identificadas con la información pertinente (identificación del semental, fecha de congelación, entre otros) o pellets, dicho procedimiento se realiza a 5 °C (**Imagen 9**).

Para la congelación las pajillas se colocan de manera horizontal sobre un estante o gradilla de 5 a 10 cm sobre el nitrógeno líquido y expuestas a los vapores del mismo; en conjunto, todo se mantiene, durante cinco a 10 minutos, en una caja de unicel. Después las pajillas se sumergen en el nitrógeno líquido y se colocan dentro de las canastillas del termo de almacenamiento que contiene nitrógeno líquido a -196 °C. Las pajillas se conservarán por tiempo indefinido.

**Empajillado.** En los bovinos, el semen diluido puede ser envasado en pajillas de volúmenes de 0.25 o 0.5 ml, aunque la presentación más frecuente es la de 0.5 ml. Una dosis de inseminación tiene entre 20 a 30 millones de espermatozoides vivos al momento de la congelación; debe considerarse, sin embargo, que a pesar del mejoramiento de las técnicas de criopreservación del semen, se estima que alrededor de 30 a 50% de los espermatozoides morirán durante el proceso de congelación y descongelación.



El empajillado, o llenado de las pajillas puede realizarse de manera manual, utilizando peines y canastas especiales para ello. O bien de forma automática mediante equipos diseñados para tal fin (llenadora-selladora e impresora).

Una vez llenas las pajillas con la dosis inseminante, se sellarán e identificarán con plumones indelebles, se colocarán en vapores de N<sub>2</sub>L durante entre siete y 10 minutos; luego se colocarán en los *goblets* y bastones del termo con nitrógeno líquido.

### Descongelación

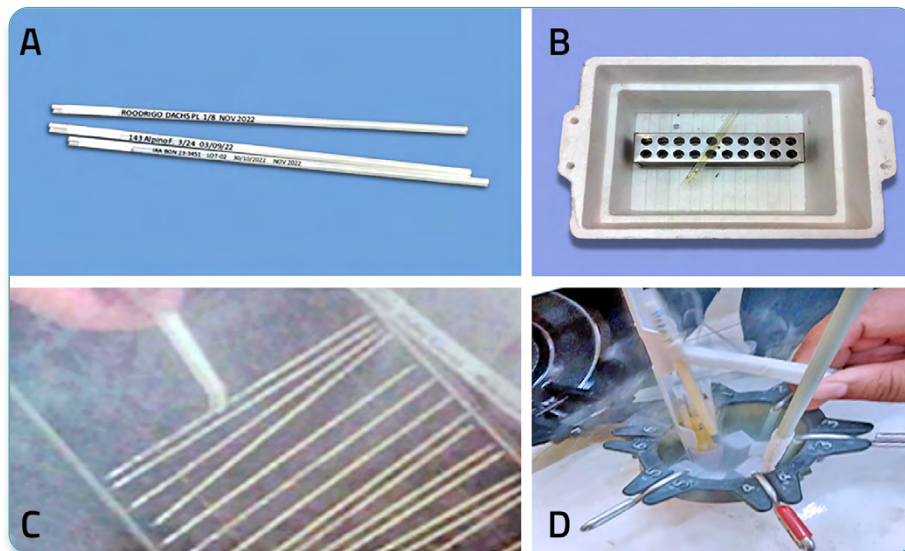
El semen criopreservado a -196 °C dentro del termo de nitrógeno líquido deberá descongelarse antes de depositarlo en el útero. Este proceso debe ser rápido para evitar daños en los espermatozoides. Se recomienda retirar la pajilla del tanque e introducirla en un termo que mantenga el agua entre 35 y 37 °C sin variaciones importantes de temperatura, durante 20 a 30 segundos. Una vez descongelada la dosis inseminante se debe introducir la pajilla en la pistola de inseminación para ser utilizada dentro de los siguientes minutos.

### Manejo del termo de nitrógeno líquido

El termo de nitrógeno es un contenedor de doble pared sellado al vacío, lo que funciona como aislante evitando que el nitrógeno líquido (gas licuado) se pierda de manera rápida y favorece el mantenimiento de una temperatura constante de -196 °C. La parte central del termo contiene nitrógeno líquido (N<sub>2</sub>L), en donde se encuentran las canastillas que contienen los bastones o cañuelas. En cada bastón hay dos tubos de plástico llamados goblets que a su vez pueden contener cinco pajillas de semen de volumen de 0.5 ml o 10 pajillas de 0.25 ml, esta disposición permite que las pajillas se encuentren sumergidas por completo en el N<sub>2</sub>L.

Es recomendable mantener el termo en una habitación limpia, ventilada, sin humedad o polvo en exceso y evitar golpes o daños que favorezcan variaciones de temperatura dentro del termo y la pérdida de calidad del semen preservado. Debe elaborarse una bitácora con el registro del inventario del semen, la ubicación de cada grupo de pajillas y la supervisión periódica del nivel de nitrógeno (el cual se realiza con una regleta) considerando que el nivel mínimo requerido de N2L no debe ser menor de ocho cm de altura.

Dentro del manejo del termo y el material preservado es importante que las canastilla y bastones no permanezcan por arriba del cuello del tanque por más de 10 segundos, que permanezca abierto el menor tiempo posible y que la descongelación de las pajillas o pellets a utilizar se lleve a cabo dentro de un lapso breve.



**Imagen 9.** Procedimiento de congelación de semen. **A:** identificación y empajillado del semen. **B:** preparación de caja con nitrógeno líquido para exposición a vapores de nitrógeno. **C:** exposición a vapores de nitrógeno líquido. **D:** inmersión a nitrógeno líquido.



### Semen refrigerado

En el caso de los caninos el método de preservación que más se utiliza es la refrigeración a 4 °C, que permite reducir la tasa metabólica de los espermatozoides, lo que extiende su sobrevivencia (de tres a siete días). Lo cierto es que el almacenamiento es por tiempo breve debido a la disminución en la fertilidad del semen con el transcurso de las horas. Este método es recomendable cuando se pretenden realizar inseminaciones, de manera repetida, en el mismo ciclo de una perra.

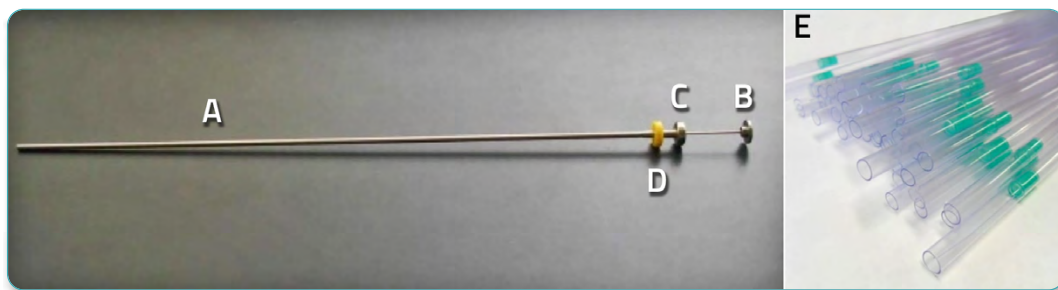
### Armado pistola de inseminación

Una vez que se ha descongelada de forma correcta la pajilla debe secarse perfectamente; el extremo opuesto al tapón de algodón se corta para armar la pistola de inseminación. El corte debe realizarse con una guillotina para pajillas, la cual está diseñada para eliminar la longitud adecuada. La pajilla se coloca dentro de la pistola de inseminación y, sobre ésta, se coloca una funda, que puede fijarse con el anillo o con la rosca. Otra forma es introducir la pajilla dentro de la pistola de inseminación y se procede a cortarla con la guillotina o tijera haciendo un corte recto a 0.5 cm del extremo libre. Para evitar el arrastre de agentes infecciosos de la vagina al útero también se coloca una cubierta de nylon (camisa sanitaria o *chemisse*) sobre la funda desechable, la cual se jala y se rompe una vez que la punta de la pistola está en la abertura externa del cérvix. El extremo de la pistola se cubre con una toalla de papel limpia y seca y se traslada hasta donde está la vaca para realizar la inseminación como ya fue descrito antes (**Imagen 10**).



Durante el procedimiento de armado de la pistola, debe tenerse especial cuidado: habrá que evitar que los rayos solares incidan en la pajilla de inseminación y, en climas fríos, es necesario disminuir el cambio de temperatura que pueden presentar los espermatozoides cuando la pajilla se introduce en la funda metálica, la cual puede estar a una temperatura inferior. Se evita que el aire frío modifique la temperatura del semen.

Una vez armada la pistola de inseminación, se introduce a un guante de palpación y se mantiene a la temperatura corporal debajo del brazo. El tiempo que transcurre desde la descongelación hasta el depósito del semen en los genitales de la vaca, que se sugiere no debe ser mayor de dos minutos; por tal razón se aconseja realizar la descongelación cerca de donde se encuentren los animales a inseminar (Cuadro 5).



**Imagen 10.** Pistola de inseminación. **A:** cuerpo de la pistola; **B:** émbolo; **C:** cono; **D:** rondana de sujeción de la funda; **E:** funda.



**Cuadro 5.** Pasos para el armado de la pistola universal para inseminación.

- 1) El cuerpo de la pistola tiene dos aberturas con diámetros diferentes, de acuerdo con el volumen de la pajilla a utilizar (0.5 o 0.25 ml), se debe colocar el que se utilizará hacia adelante.
- 2) Colocar el cono al ras del extremo posterior del cuerpo de la pistola.
- 3) Colocar el émbolo manteniéndolo retirado hacia atrás al menos 15 cm.
- 4) Tomar la funda adecuada de color blanco con plástico de sujeción de la pajilla.
- 5) Sujetar con el pulgar y el índice el plástico de sujeción de la pajilla.
- 6) Introducir a la funda la pajilla por el extremo cortado.
- 7) Empujar suavemente la pajilla hacia delante de la funda.
- 8) Introducir la pajilla con la funda a la pistola, debe mantenerse el émbolo hacia atrás.
- 9) El extremo posterior de la funda debe coincidir con la base del cono.
- 10) Se ejecuta un movimiento de rotación de la pistola hacia un lado y de la rondana de sujeción de la funda hacia otro lado, para que ésta última se sujete adecuadamente.

## 7 Forma en que será evaluada la actividad

Durante la práctica, el alumnado realizará diferentes actividades y la evaluación se realizará con los casos establecidos en este capítulo.



**ANEXO 1**

Formato para el registro de la evaluación del semen:



**Evaluación reproductiva del macho**  
**Evaluación del semen**



Fecha: \_\_\_\_\_

**Datos del propietario**

Nombre: \_\_\_\_\_

Teléfono: \_\_\_\_\_ Correo electrónico: \_\_\_\_\_

**Datos del paciente**

Nombre/Identificación: \_\_\_\_\_ Especie: \_\_\_\_\_

Raza: \_\_\_\_\_ Fin zootécnico: \_\_\_\_\_

Edad: \_\_\_\_\_ Observaciones: \_\_\_\_\_

**Características seminales**

	Valores de referencia
Volumen: _____	
Color: _____	
pH: _____	6.3 -7.0
Movilidad: _____	≥ 80%
Mortalidad: _____	≤ 5%
Anormalidades: 1as _____ 2as _____	≤ 20%
Concentración: _____	

**Dictamen de la evaluación del semen**

Excelente \_\_\_\_\_ Bueno \_\_\_\_\_ Regular \_\_\_\_\_ Malo \_\_\_\_\_

Color	Olor	pH	Volumen	Consistencia	Concentración	Motilidad masa	Motilidad individual	Viabilidad	Morfología	Resultado
✓	✓	✓	✓	✓	Adecuada	>80%	✓	>90%	90-100%	Excelente
✓	✓	✓			Adecuada	>70%	✓	>80%	>80%	Bueno
					Adecuada	60 -69%	✓	70%	<80%	Regular
					No adecuada	<59%		<70%		Deficiente



## 8 Bibliografía

- Acevedo C. Evaluación de la aptitud reproductiva en toros de la ganadería maracaibo de la raza brahman y sus cruces [tesis de licenciatura]. Bucaramanga (COL): Universidad Cooperativa de Colombia; 2020.
- Ávalos A, González J, Vargas A, Herrera J. Recolección y manipulación seminal in vitro. CDMX (México): Universidad Autónoma Metropolitana; 2018.
- Choudhary K, Kavya K, Jerome A, Sharma R. Advances in reproductive biotechnologies. *Vet World*. 2016;9(4):388-395. doi: 10.14202/vetworld.2016.388-395.
- Córdova A, Villa A, Torres D, Iglesias A, Guerra J, Huerta R, Villa A, Ruíz G, Espinosa R, Juárez M, Sánchez P. Valoración reproductiva del toro. *Revista Ganadero [Internet]*. 2019 [citado 17 enero 2021];44(1):78-88. Disponible en: [https://issuu.com/revistaganadero/docs/go119\\_baja\\_1d224eb4eab42a](https://issuu.com/revistaganadero/docs/go119_baja_1d224eb4eab42a)
- Reyes-Perea AD, Aguila L, Smith L, Diaw M, Guerrero-Netro HM. Fibroblast Growth Factor 10 Enhances Equine Oocyte Maturation and Blastocyst Formation In Vitro. *Biomed J Sci & Tech Res*. 2019;21(1):5. doi: 10.26717/BJSTR.2019.21.003534
- Stornelli M. Evaluación de semen en el gato doméstico: análisis de rutina y metodologías especiales felino. *Rev Bras Reprod Anim [Internet]*. 2007 [citado 30 noviembre 2022];31(1):135-140. Disponible en: <http://cbra.org.br/pages/publicacoes/rbra/download/RB078%20Stornelli%20pag%20135-140.pdf>
- Stout T. Clinical Application of in Vitro Embryo Production in the Horse. *J Equine Vet Sci*. 2020;89:103011. doi: 10.1016/j.jevs.2020.103011



Watanabe Y, Henryli de Souza A, Mingoti R, Machado R, Oliveira E, Dayan A, Watanabe O, Vieira F, Gouveia M, Sterman J, Sampaio P. Number of oocytes retrieved per donor during OPU and its relationship with in vitro embryo production and field fertility following embryo transfer. *Animal Reproduction*. 2017;14(3):635-644. doi:10.21451/1984-3143-AR1008



## 9 Casos

### CASO 1:

#### Colección, evaluación y maduración de ovocitos bovinos

Autores: Hilda Morayma Guerrero Netro, Angélica Daniela Reyes Perea y José Luis Cerbón Gutiérrez

#### APRENDIZAJES

El alumnado será capaz de identificar la importancia de la obtención de ovocitos oportunamente para la preservación de la genética, así como su colección, identificación y usos.

#### TEMAS Y SUBTEMAS

- ▶ Colección de ovarios: características básicas de colección de ovarios de rastro, post-mortem y/o quirúrgico; tiempos clave de viabilidad, temperatura de manejo de los órganos.
- ▶ Maduración de ovocitos y fertilización *in vitro*.
- ▶ Identificación y clasificación de ovocitos: viables/no viables, condiciones de colección, condiciones de clasificación de acuerdo con las capas del cúmulus.

#### ESCENARIO DEL CASO

En una producción lechera en La Laguna, se encuentra una hembra de la especie vacuna, raza Holstein, de ocho años de edad, con un pico de producción láctea de 45 litros, con padres de registro. Es el ejemplar más valioso del hato.



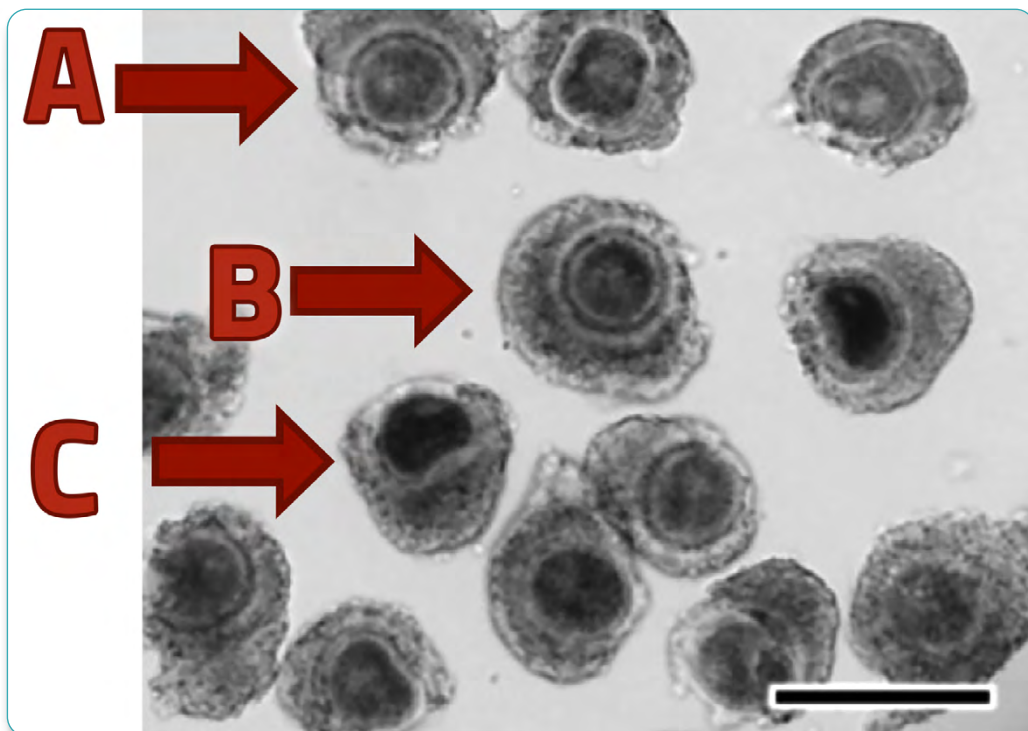
Muere repentinamente el día martes; el encargado refiere que la vio con vida, por última vez, a las 5 AM durante la ordeña, pero cuando llegas a las 7 AM se encuentra tirada en el corral y con las extremidades frías.

- a) ¿Aún es posible rescatar la genética de ese animal?
- b) ¿Qué deberías hacer inmediatamente para lograrlo?

Al ser un ejemplar de alto valor genético decides aplicar tus conocimientos de reproducción para la colección y clasificación de ovocitos.

- c) ¿Qué método utilizarías para la colección de los ovocitos?

Al obtener los ovocitos e iniciar su búsqueda, observas lo siguiente:



d) Analiza la imagen anterior y complementa la información del siguiente cuadro.

Ovocito	Grado de expansión	Características	Viable o no viable
A			
B			
C			

### ACTIVIDADES

- ▶ Responder las preguntas del caso en un documento no mayor a dos cuartillas.
- ▶ Incluir en una cuartilla aparte los apoyos bibliográficos empleados.

### EVALUACIÓN

1. Objetivo: la valoración será formativa
2. Realizará: co-evaluación
3. Objetivo de aprendizaje a evaluar: el alumnado será capaz de identificar los tiempos y temperaturas clave en la colección de ovarios *post mortem*. Identificará, asimismo, el adecuado método de colección de los ovocitos y su posterior identificación y clasificación.
4. Niveles de desempeño a evaluar: nulo, inadecuado, deseado y supera las expectativas

**RÚBRICA:** para calificar el caso de colección, evaluación y maduración de ovocitos bovinos.

Integrantes: \_\_\_\_\_  
 \_\_\_\_\_  
 \_\_\_\_\_



Desempeño	Nulo (0 puntos)	Inadecuado (1 punto)	Deseado (3 puntos)	Supera las expectativas (5 puntos)
Manejo del animal y órganos	No contestó.	Respondió únicamente a la pregunta con un sí no.	Respondió si/no, con la explicación adecuada de temperatura y tiempos de colección de los ovarios.	Respondió si/no, con la explicación adecuada de temperatura y tiempos de colección de los ovarios, además redactó los pasos a seguir del procedimiento.
Colección y manejo de los ovocitos	No contestó.	Respondió mencionando sólo de método sin descripción.	Respondió el método de colección adecuado para la especie, con la explicación adecuada de los pasos a seguir.	Respondió el método de colección adecuado para la especie, con la explicación adecuada de los pasos a seguir, incluye: material y justificación del método.
Clasificación de los ovocitos	No contestó.	Respondió únicamente el apartado de clasificación y/o viabilidad sin descripción.	Respondió la clasificación y viabilidad de acuerdo con número de capas de células del cúmulus	Respondió la clasificación y viabilidad de acuerdo con número de capas de células del cúmulus, con descripción detallada del citoplasma y tipo celular.

Puntos totales		
Equivalencia	≤ 3 puntos = No aprobado 3-8 puntos = Inadecuado	9-14 puntos = Bien 15 puntos = Excelente



## CASO 2

### La increíble y triste historia de Speedy González y su familia despiadada

Autor: Ana Delia Rodríguez y José Luis Cerbón Gutiérrez

#### APRENDIZAJES

Con este caso clínico el alumnado identificará la importancia de la evaluación del semen, y la identificación de las afecciones que comprometen la actividad reproductiva de los animales.

#### ESCENARIO DEL CASO

Speedy estaba comiendo un trozo de queso cuando irrumpió el viento de su desgracia. La enorme granja en la que vive es cohabitada por vacas, cabras y mulas, que comparten el espacio con el área de criadero de perros de su raza. Speedy es el semental predilecto del criadero, sin embargo, desde hace dos meses ya no ha logrado gestar hembras; se le nota con semblante taciturno y marcha atáxica, quizás por la orquitis unilateral (inflamación de un testículo) que se aprecia a simple vista.

Él es un perro dócil de dos años, Dachshund que hasta hace tres meses tenía un carácter vivaz, pero se ha tornado letárgico, con una disminución de peso constante, y también denota inapetencia por la comida.

Speedy acude, inicialmente, a consulta reproductiva, ya que a pesar del seguimiento hormonal de progesterona y citología vaginal exfoliativa que se han realizado a las hembras que han sido servidas con el semen de Speedy no han quedado gestantes, es decir, la causa inicial es la infertilidad.





## Descripción de la historia clínica y revisión de pruebas de laboratorio

A la revisión clínica observas mucosas rosa pálido, húmedas, con TLLC de tres segundos. Además, encontraste: FC 84, FR 62 y una temperatura de 40°C, que por la historia consideras como un hallazgo de fiebre ondulatoria.

Al examen reproductivo encuentras orquitis, epididimitis y dermatitis escrotal. Ante tales signos, decides realizar la colección y evaluación del semen: recolección con la técnica de masturbación un volumen de 0.5ml de semen, con coloración blanco rojizo, olor *sui generis*, pH 5.8 y consistencia acuosa. En la evaluación microscópica observas los siguientes hallazgos:

**Cuadro 1.** Resultados de la evaluación de motilidad

Motilidad en masa	Clasificación 1. No hay ondas, pocas células móviles.
Motilidad en grupo	30%.
Motilidad individual	Movimientos anormales, en ocasiones progresivo.

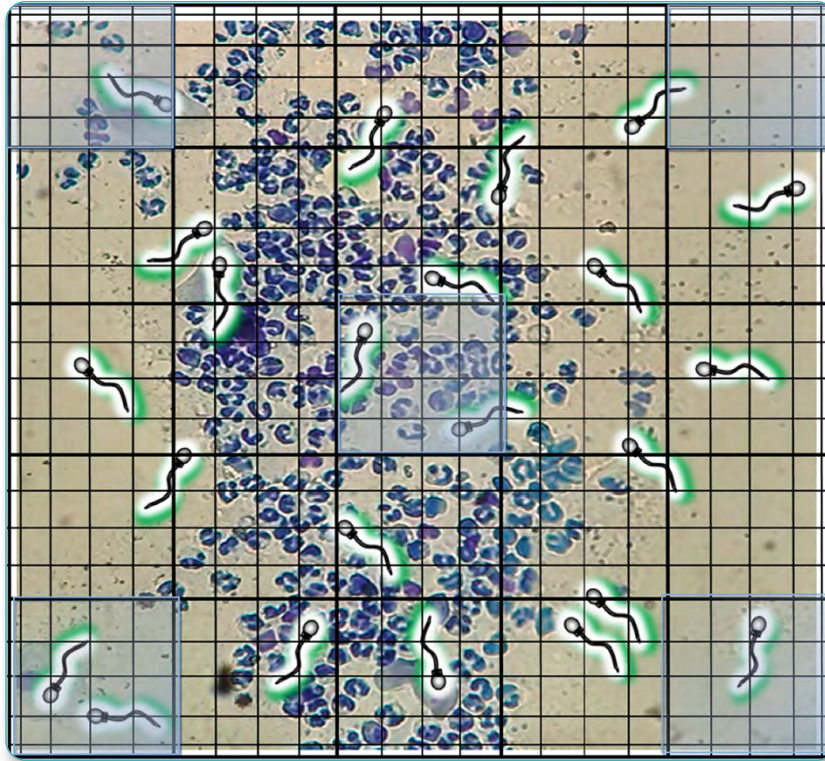


Imagen 1. Imagen microscópica 40X para el cálculo de concentración.



Imagen 2. Imagen que ejemplifica algunas anomalías que observaste durante la evaluación microscópica.



### ACTIVIDADES

Responder el siguiente cuestionario en un documento no mayor a dos cuartillas:

- Describe para los principales signos clínicos de Speedy sus probables causas:


- Realiza el conteo espermático de la imagen 1, de acuerdo a lo mencionado en la parte teórica de este capítulo:  
\_\_\_\_\_
- Calcula la concentración espermática, tomando en cuenta que la muestra de la la eyaculación se diluyó 1:100: \_\_\_\_\_  
\_\_\_\_\_
- ¿Consideras que el conteo de espermatozoides es normal?  
\_\_\_\_\_
- ¿Por qué? \_\_\_\_\_
- ¿Qué anomalías aprecias en la imagen 2? A: \_\_\_\_\_ ,  
B: \_\_\_\_\_. De las anomalías primarias encontraste



10 células, y de las secundarias 15, de un total de 50 células evaluadas. Menciona el porcentaje de anomalías para cada clasificación: A: \_\_\_\_\_ B: \_\_\_\_\_

- ▶ Calcula el porcentaje total de las anomalías observadas:  
\_\_\_\_\_
- ▶ Con lo mencionado hasta el momento, los dos diagnósticos presuntivos que explican de mejor forma la infertilidad de Speedy son: \_\_\_\_\_  
\_\_\_\_\_  
\_\_\_\_\_
- ▶ Justifica tus diagnósticos presuntivos \_\_\_\_\_  
\_\_\_\_\_  
\_\_\_\_\_  
\_\_\_\_\_
- ▶ ¿Cómo confirmarías el diagnóstico? \_\_\_\_\_  
\_\_\_\_\_  
\_\_\_\_\_  
\_\_\_\_\_

NOTA: incluir los apoyos bibliográficos empleados, en una cuartilla independiente a la del cuestionario.

**RÚBRICA** para calificar el caso de La increíble y triste historia de Speedy González y su familia despiadada.

Integrantes: \_\_\_\_\_  
\_\_\_\_\_  
\_\_\_\_\_



	<b>Bien (2 puntos)</b>	<b>Adecuado (1 punto)</b>	<b>Inadecuado (0 puntos)</b>	<b>Puntaje y comentarios</b>
Lista de signos y causas probables	Identificó al menos seis signos principales; enlistó por lo menos tres causas posibles de cada uno.	Identificó cuatro signos principales, y/o enlistó menos de tres causas posibles de cada uno.	No identificó correctamente los signos principales o las causas posibles de los mismos son erróneas.	
Conteo espermático y cálculo de la concentración	Realizó de manera precisa el conteo espermático y el cálculo de su concentración, e interpretó correctamente los resultados.	Tuvo errores en el conteo espermático, el cálculo de su concentración, o en la interpretación de los resultados.	No se realizó el conteo de espermatozoides, el cálculo de la concentración espermática, o la interpretación de los resultados.	
Identificación y cálculo de anomalías espermáticas	Se identificaron de manera precisa las anomalías espermáticas ejemplificadas, y se realizó de manera adecuada el cálculo del porcentaje de anomalías.	Hubo errores en la identificación de las anomalías espermáticas ejemplificadas, o bien, en el cálculo del porcentaje de anomalías.	No se identificaron las anomalías espermáticas mostradas, o no se calculó el porcentaje de anomalías.	
Diagnósticos presuntivos	Se propusieron dos probables diagnósticos correctos.	Sólo se presentó un diagnóstico probable.	No se concluyeron diagnósticos presuntivos.	
Resolución del caso clínico	Se argumentaron correctamente los diagnósticos presuntivos y se propusieron las pruebas diagnósticas acordes.	La argumentación de los presuntos diagnósticos o la propuesta de las pruebas diagnósticas tuvo errores.	No se argumentaron los diagnósticos presuntivos o no se propusieron las pruebas diagnósticas pertinentes.	

10 puntos = 10. 9 puntos = 9. 8 puntos = 8. 7 puntos = 7. 6 puntos = 6. 5 o menos puntos = 5.



Prácticas de manejo  
reproductivo  
en animales domésticos

# Examen del aparato reproductor en la vaca y la yegua, por palpación transrectal

**P** RÁCTICA 4

*Joel Hernández Cerón*



# Examen del aparato reproductor en la vaca y la yegua, por palpación transrectal

## PRÁCTICA 4

Autor: Joel Hernández Cerón



### 1 Introducción

El examen del aparato reproductor de la vaca y de la yegua por vía transrectal es una de las técnicas más estudiadas e importantes en la práctica veterinaria en estas especies.

En el caso de las vacas, se puede determinar, mediante la palpación transrectal, si la hembra está gestante y estimar la edad de la gestación; también se pueden diagnosticar patologías uterinas y ováricas. La facilidad de llegar hasta el útero manipulando el cérvix –por vía transrectal– ha permitido que la inseminación artificial sea una técnica rutinaria en la especie. Por medio de la manipulación del útero por vía transrectal, también, se puede llegar hasta los cuernos uterinos para recolectar los embriones y con esta misma técnica se pueden transferir los embriones a otras vacas. La exploración de los ovarios junto con el diagnóstico temprano de la gestación –40 días– constituyen, quizás, el nivel superior del examen reproductivo; sólo



por mencionar algunas aplicaciones, encontrar un cuerpo lúteo en una vaca con antecedentes de anestro posparto, permite la inyección inmediata de  $\text{PGF2}\alpha$ .

Mediante la palpación transrectal en las yeguas, por otro lado, se pueden identificar folículos preovulatorios, folículos que recientemente han ovulado aunque no se pueden palpar los cuerpos lúteos, ya que a diferencia de las vacas, el cuerpo lúteo de la yegua no sobresale de la superficie ovárica –para lo cual resulta indispensable el uso del ecógrafo–. Se pueden examinar, asimismo, las características del cérvix y del útero, cuerpo y cuernos, para determinar si la yegua se encuentra en estro o en diestro. Si está en estro, es posible establecer el momento óptimo para el servicio o la inseminación artificial; es una técnica que permite realizar el diagnóstico de gestación a partir del día 30 después del servicio. Si bien, en la actualidad se cuenta con la ecografía; esta técnica complementa a la palpación transrectal. Un médico veterinario, y será más competente en la clínica reproductiva en la medida en que maneje ambas técnicas.

## 2 Objetivo

El alumnado aprenderá a realizar y a analizar los procedimientos del examen del aparato reproductor de la vaca por palpación transrectal, y podrá identificar las diferencias importantes por considerar –en el caso de la yegua– para aplicarlos en el manejo reproductivo de cada especie.

## 3 Actividades

- Técnica de palpación transrectal en vacas.





**VIDEO INSTRUCCIONAL:** Para mayor comprensión del video, se recomienda una previa lectura toda la práctica.



## 4 Habilidades y destrezas por adquirir

- Será capaz de identificar y sujetar el cérvix.
- Adquirirá la habilidad de realizar la retracción uterina.
- Podrá identificar los cambios en el aparato reproductor durante el ciclo estral.
- Será capaz de identificar las características de un útero vacío.
- Logrará palpar los ovarios y podrá diferenciar un cuerpo lúteo de un folículo.

## 5 Materiales

Gel obstétrico, guantes de palpación rectal, guantes de cirujano o de nitrilo, botas y overol.

El alumnado deberá acudir a la práctica con overol y botas de plástico limpias, guantes de palpación y guantes de exploración no estériles –látex o vinilo–, así como cubrebocas, cuando sea necesario.

## 6 Desarrollo de la práctica

Para el desarrollo de esta práctica, el alumnado deberá transportarse hasta las instalaciones del Centro de Enseñanza Práctica e Investigación en Producción y Salud Animal (CEPIPSA), en Topilejo, Tlalpan, CDMX.



## Historia clínica

Antes de iniciar la revisión del aparato reproductor de la vaca, es de gran utilidad conocer sus antecedentes; habrá que revisar los registros reproductivos. Es útil saber el número de partos, la fecha del último parto, tratamientos recibidos, número de servicios, fecha del servicio, antecedentes de abortos o distocias.

Se deben conocer los antecedentes de la vaca, de la cual se realizará una exploración visual; se calificará su condición corporal; se observará el desarrollo mamario e indicadores de haber recibido una monta, presencia de alguna secreción proveniente de la vagina en la región perivulvar o en la cola, si está amamantando a un becerro y, asimismo, la edad del becerro.

La información de los registros reproductivos, junto con la exploración visual de la vaca, le permitirá al veterinario hacer inferencias acerca del estado reproductivo, lo cual será de gran utilidad durante el examen transrectal. No todos los productores, desafortunadamente, tienen registros reproductivos; en este contexto, la exploración visual adquiere mayor relevancia.

Es de gran utilidad usar un guante de palpación al cual se le cortan los dedos y encima se ajusta un guante de cirujano o de nitrilo. Esta técnica además de favorecer la sensibilidad durante el examen, disminuye los riesgos de lesionar la mucosa rectal. Es pertinente mencionar que en la práctica diaria este procedimiento no es útil, ya que debe usarse un guante para cada vaca; claro, puede ser un gran apoyo para aquellas personas que se inician en el uso de esta técnica para tener una mejora en la sensibilidad.



## Palpación

Se utiliza un lubricante obstétrico comercial o un gel preparado con carboximetilcelulosa diluida en agua (10 g/litro de agua; la dilución se hace en una licuadora con agua caliente). No está de más recordar que las uñas de la mano de la persona que va a realizar la palpación transrectal, estarán recortadas para evitar dañar la mucosa rectal cuando eventualmente se llega a romper el guante de palpación.

Se introduce la mano bien lubricada y los dedos juntos en forma de cono. Es frecuente que con la introducción de la mano se estimule la defecación. Si esto ocurre, debe permitirse la salida de las heces, ya que un recto vacío facilita la palpación. Si se retiran las heces manualmente es importante mencionar que al retirarlas no se debe sacar todo el brazo, ya que puede entrar aire al recto, lo cual dificulta de manera significativa el examen; si esto llegara a ocurrir, el aire se puede retirar atrayendo gentilmente un pliegue del recto hacia el ano. Con esta manipulación el aire saldrá del recto, lo cual permitirá examinar a la vaca sin riesgo de dañar la mucosa.

El punto de referencia para hacer el examen reproductivo es el cérvix; éste se encuentra en el piso de la cavidad pélvica. Para su identificación debe moverse la mano de izquierda a derecha, ejerciendo presión en el piso de la pelvis. El cérvix se sentirá como una estructura firme de forma cilíndrica; en general, se encontrará cuando se introduzca la mano y parte del antebrazo, entre 20 y 30 cm, cuya referencia será el ano. En vaquillas o vacas pequeñas, el cérvix se puede palpar, apenas, introduciendo la mano. Una vez identificado, se le sujeta y se estima su diámetro, el cual varía dependiendo del número de partos, de los días posparto, del tamaño de la vaca y de



la raza. Es frecuente que durante el aprendizaje de la técnica los estudiantes introduzcan todo el brazo y no encuentren el cérvix. En estos casos debe sacarse, de manera parcial, el brazo hasta la muñeca, para tratar de identificar el cérvix, de nuevo.

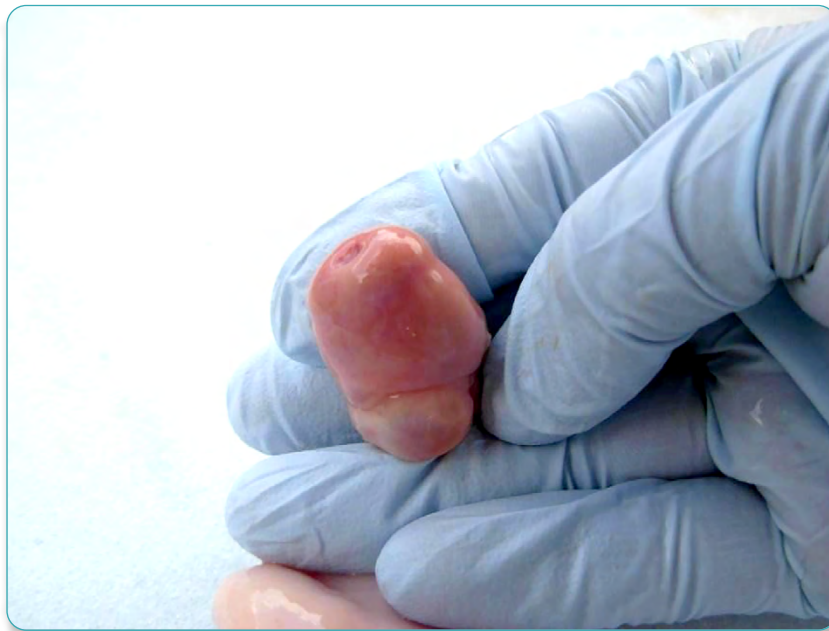
Una vez identificado el cérvix, se introduce más el brazo y se encontrará el útero, cabe señalar que el cuerpo del útero es corto y al avanzar un poco se sentirá la bifurcación de los cuernos uterinos. Debido al tamaño de la vaca, al número de partos y a su contenido, el útero puede caer parcialmente hacia la cavidad abdominal, lo cual dificulta la palpación detallada de ambos cuernos uterinos; en consecuencia, es necesario realizar la técnica de retracción del útero. Esta técnica se puede realizar retrayendo el cérvix, el cual se detiene con el dedo pulgar y con los dedos libres se localiza el ligamento ancho y, en seguida, el cuerno uterino. Una vez identificado el cuerno uterino, se recorre hasta llegar a la bifurcación de los cuernos. En éste sitio se encuentran los ligamentos intercornuales —dorsal y ventral—, con el dedo medio se sujeta el ligamento intercornual ventral para retraer el útero y colocarlo en el piso de la pelvis. La retracción del útero facilita el examen de los cuernos uterinos en toda su extensión, para determinar su consistencia o si están dilatados por alguna gestación o por alguna patología (**Práctica 2**).

Aunque la retracción del útero ofrece ventajas en el examen completo de este órgano; en particular con el diagnóstico temprano de la gestación, suele ocurrir que por el tamaño de la vaca, por la longitud del brazo del veterinario y por la naturaleza del examen, la retracción del útero no sea un procedimiento obligatorio.



El examen de los ovarios se realiza con el útero en su posición normal. Después de examinar los cuernos uterinos se regresa el útero a su posición natural; una vez ubicado el cérvix se adelanta el brazo hasta la bifurcación de los cuernos. En este sitio se mueve la mano hacia el lado derecho y ahí se encontrará el ovario; girando la mano al lado izquierdo se localiza el ovario contralateral. La frustración en la palpación de los ovarios es muy frecuente durante el aprendizaje de la técnica, lo cual se debe a que la persona intenta ubicar los ovarios olvidándose de las referencias anatómicas.

Una vez localizado un ovario, éste se sujeta entre los dedos medio y anular. Las estructuras de interés —folículos, cuerpo hemorrágico y cuerpo lúteo— se encontrarán en la superficie del ovario, es decir, en la corteza ovárica (**Imagen 1**).



**Imagen 1.** El ovario se sujeta entre los dedos medio y anular, para realizar la palpación de sus estructuras con los dedos pulgar e índice.



Los folículos se sentirán como ampollas o vesículas redondas, las cuales –al ejercer presión con el dedo índice y con el pulgar– fluctuarán debido al líquido que contienen. Un ovario puede tener varios folículos palpables de diferente tamaño (entre 10 y 20 mm de diámetro), lo cual depende de la fase de la oleada folicular en que se realiza el examen (**Imagen 2**).



**Imagen 2.** Ovarios con folículos ováricos de diferente tamaño: **lado izquierdo:** folículos medianos y chicos. **Lado derecho:** folículo preovulatorio (aproximadamente 15 mm de diámetro).

El cuerpo hemorrágico se sentirá como una estructura que sobresale de la superficie ovárica, similar a una estructura cúbica, de consistencia suave y que en ocasiones cuando se presiona desaparece de la superficie. Es importante señalar que el cuerpo hemorrágico es una estructura de transición entre un folículo que ha colapsado, como consecuencia de la salida del ovocito y del líquido folicular, y

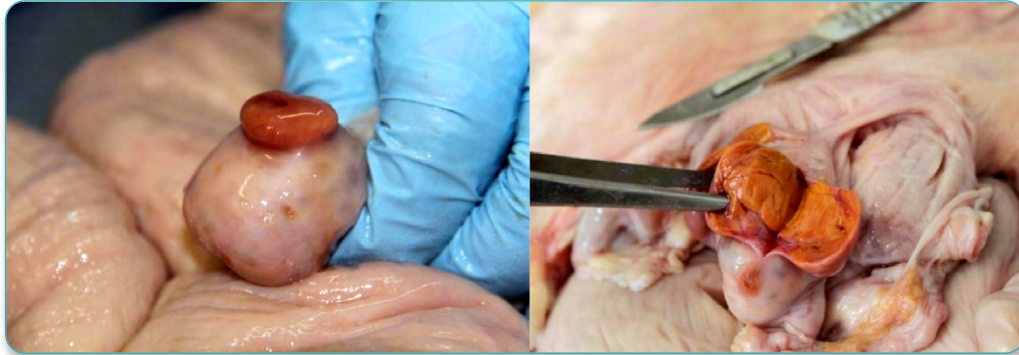


un cuerpo lúteo, por tanto el cuerpo hemorrágico puede tener diferentes características a la palpación; se aprecia como una pequeña papila o como una estructura cúbica grande, lo cual dependerá del día del metaestro en que realice el examen (**Imagen 3**).



**Imagen 3.** Ovario con un cuerpo hemorrágico.

El cuerpo lúteo es una estructura de consistencia firme, que puede representar más del 50% de la masa ovárica, por lo cual tiende a deformar al ovario. Con el dedo índice y con el pulgar se ejerce ligera presión para reconocer el tejido lúteo. Es frecuente que los cuerpos lúteos sobresalgan de la corteza ovárica, apreciándose como una estructura cúbica firme; si se sigue en toda su extensión con los dedos índice y pulgar se puede imaginar como una estructura en forma de pera (**Imagen 4**). Es preciso mencionar que el cuerpo lúteo tendrá una apariencia distinta, hecho que dependerá de factores como el tamaño y forma del ovario, la talla de la vaca, la raza y el día del diestro en que se realice la palpación.



**Imagen 4.** Cuerpos lúteos. **Lado izquierdo:** cuerpo lúteo de forma clásica, es decir, que sobresale de la superficie del ovario una "corona". **Lado derecho:** corte del cuerpo lúteo en el que se puede observar que la mayor parte de la masa se encuentra dentro del estroma ovárico.

Los quistes foliculares son folículos que tienen un diámetro mínimo de 20 mm, presentes en uno o en ambos ovarios, en ausencia de un cuerpo lúteo, y que permanecen por 10 o más días. Cuando se examina un quiste folicular se siente una pared lisa, delgada y con fluctuación cuando se ejerce presión (**Imagen 5**).

Los quistes luteinizados son folículos de más de 20mm de diámetro de paredes gruesas, hecho que está determinado por una luteinización parcial de la capa granulosa y de la teca interna. Cuando se ejerce presión con el dedo índice y con el pulgar hay ligera fluctuación y se siente una pared gruesa (**Imagen 6**).





Imagen 5. Dos quistes foliculares en el ovario derecho.

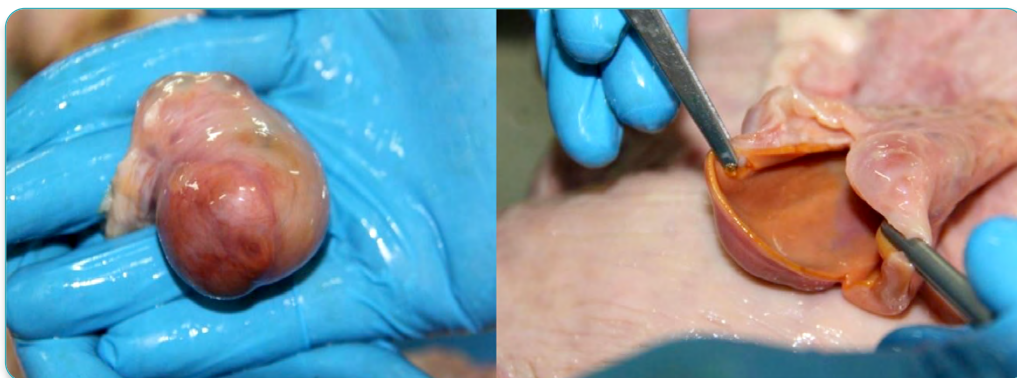


Imagen 6. Quistes ováricos. Lado izquierdo: se muestra un ovario con un quiste luteinizado. Lado derecho: se aprecia la pared del folículo luteinizada.



Los ovarios lisos o estáticos son aquellos que en la palpación transrectal no se aprecian estructuras que indiquen ciclicidad, es decir no tienen un cuerpo lúteo, un cuerpo hemorrágico ni folículos de más de 10 mm de diámetro. Estos ovarios son característicos de las vacas que están en anestro profundo (**Imagen 7**).



**Imagen 7.** Ovarios lisos, propios de vacas en anestro.

Cuando la persona que realiza este examen en los ovarios ya reconoció todas las estructuras del aparato reproductor, es recomendable que repita el procedimiento varias veces en la misma vaca sin sacar la mano. El dominio de este procedimiento, como de muchos otros, se adquiere mediante la repetición. Si utilizamos suficiente gel obstétrico y guantes de cirujano o de nitrilo encima del guante de palpación, podemos repetir el examen en la misma vaca sin ocasionarle daño (**Imagen 8**).



**Imagen 8.** Durante la práctica los estudiantes deben identificar el cérvix, los cuernos uterinos y los ovarios.

## Consideraciones en el caso de la palpación rectal en equinos

La palpación en yeguas es una actividad que se realiza en la práctica de equinos, que se lleva a cabo en el Centro de Enseñanza, Investigación y Extensión en Producción Animal en Altiplano CEIEPAA, Tequisquiapan, Querétaro.

Antes de iniciar el examen transrectal, es necesario conocer los datos de la yegua y realizar una evaluación externa; antes de comenzar es necesario retirar las heces contenidas en el recto, debe lavarse a conciencia el área de la región vulvar y envolverse la cola con una venda, con la que se aprovechará para sostenerla hacia el costado (**Imagen 9**).



**Imagen 9.** Palpación en la yegua. Es fundamental contar con instalaciones apropiadas para la seguridad de los estudiantes y las yeguas.

Es necesario tener presente que la mucosa rectal de la yegua se puede dañar con más facilidad, en comparación con la mucosa rectal de la vaca, por lo tanto, la palpación en la yegua exige mayor delicadeza.

La palpación comienza con la identificación del cérvix, el cual se apreciará al introducir la mano a la altura de la muñeca; ésta se desplaza de izquierda a derecha ejerciendo ligera presión en el piso de la pelvis. La consistencia dependerá de la etapa del ciclo estral en que se encuentre la yegua. El cérvix de la yegua es difícil sujetar como se hace con el cérvix de la vaca, por lo cual su examen se hace desplazando la mano encima del mismo. De esta manera se estima su longitud y se evalúa su consistencia. El cérvix de la yegua en estro es corto, relajado y tiene consistencia edematosa, lo cual se debe a



influencia de los estrógenos, mientras que en el diestro se aprecia más largo y de consistencia firme, ya que está bajo la influencia de la progesterona.

Para palpar el útero no se recomienda retraerlo como se hace con la vaca. Una vez evaluado el cérvix se identifica cranealmente el cuerpo del útero y después se ubica la bifurcación de los cuernos uterinos. Los cuernos uterinos se palpan desde la bifurcación hasta su extremo final. En los cuernos uterinos se evalúa su tamaño y consistencia. Durante el estro la consistencia del útero es edematosa y se siente pesado (por el edema endometrial) mientras que en el diestro adquiere tono y una estructura tubular. Durante la época de anestro estacional tanto el cérvix como el útero se sienten flácidos, es decir, no tienen edema ni tono, ya que no hay influencia de estrógenos ni de progesterona.

Los ovarios se localizan deslizando la mano hasta el final de los cuernos uterinos. Una vez identificado el ovario, se sujeta entre los dedos medio y anular para hacer un examen detallado. Una vez hecho esto se repite el procedimiento del lado contrario para examinar el ovario correspondiente.

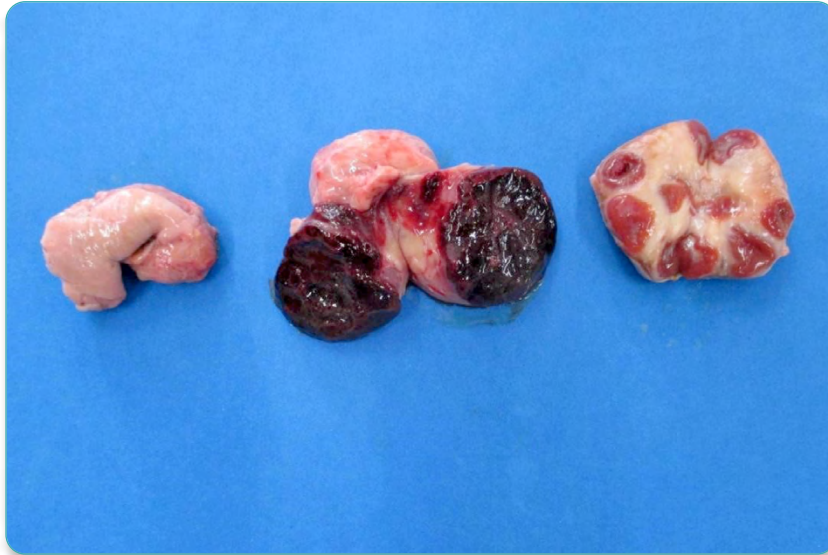
Los folículos de la yegua son grandes, de superficie lisa y sobresalen de la superficie del ovario (**Imagen 10**). Se estima su diámetro con la referencia de las dimensiones de nuestros dedos. La yegua puede tener uno o más folículos en desarrollo; el diámetro de un folículo preovulatorio es entre 35 y 50 mm. Cuando se palpa a una yegua en estro y se hace un seguimiento sistemático del crecimiento del folículo preovulatorio es posible determinar el momento de la ovulación, lo cual se establece por la desaparición del folículo ovulatorio, sintiendo en su lugar un folículo colapsado.



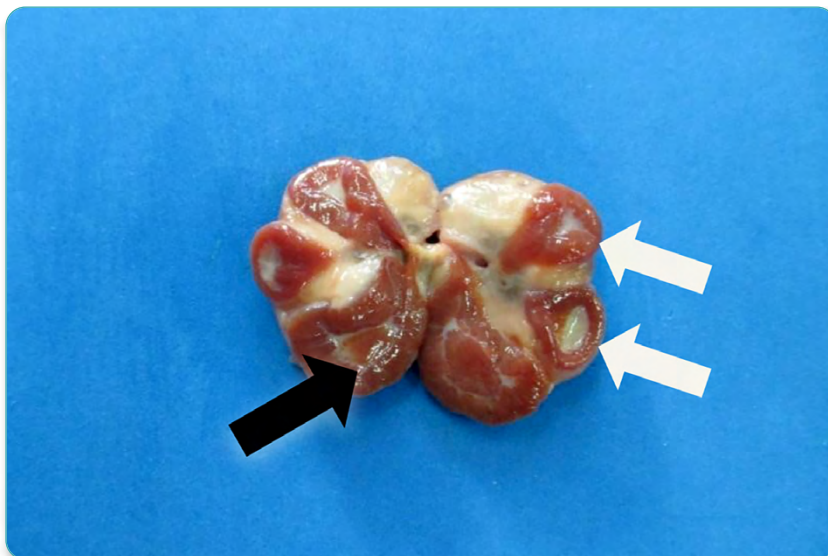
**Imagen 10.** Palpación del ovario en la yegua. El ovario se sujeta entre los dedos medio y anular, para examinarlo con el índice y el pulgar.

Después de la ovulación, el folículo colapsado empieza a llenarse de sangre. El cuerpo hemorrágico se puede identificar dos o tres días después de la ovulación como un tejido blando, esponjoso en el lugar que ocupaba el folículo ovulatorio (**Imagen 11**).

El cuerpo lúteo es la estructura ovárica que estará presente durante el diestro. En contraste con las vacas, el cuerpo lúteo de la yegua no sobresale de la superficie ovárica, por tanto no se puede palpar, es decir, no se puede saber si una yegua tiene un cuerpo lúteo mediante el examen de la palpación transrectal; sin embargo, mediante la ecografía sí se puede identificar esta estructura (**Imagen 12**).



**Imagen 11.** Corte de un ovario de yegua, en el cual se aprecia un cuerpo hemorrágico en las primeras 24 horas después de la ovulación.



**Imagen 12.** Corte de un ovario de yegua, se indica con la **flecha negra** el cuerpo lúteo primario, resultado de la ovulación del folículo dominante durante el estro. Con las **flechas blancas** se señalan dos cuerpos lúteos accesorios, los cuales se desarrollan por luteinización de folículos durante el primer tercio de gestación.



## 7 Forma en que será evaluada la actividad

La evaluación se realizará mediante la siguiente **LISTA DE COTEJO**:

Integrantes: \_\_\_\_\_  
\_\_\_\_\_  
\_\_\_\_\_

Conocimiento, habilidad o destreza a evaluar	Nulo (5)	Regular (8)	Bueno (9)	Sobresaliente (10)
¿Identificación del cérvix?				
¿Se logra hacer la retracción del útero?				
¿Puede identificarse la consistencia del útero en una vaca en estro?				
¿Pueden identificarse las características de un útero vacío?				
¿Se logra la palpación de los ovarios?				





## 8 Bibliografía

- Dascanio J, McCue P. Equine Reproductive Procedures. 2d. ed. New Jersey (United States): Wiley- Blackwell; 2021.
- Hernández J. Fisiología clínica de la reproducción de bovinos lecheros. CDMX (México): Universidad Nacional Autónoma de México; 2016.
- Rangel L, Hernández J. Fisiología Reproductiva de los Animales Domésticos. Boeta M, Balcázar J, Cerbón J, Hernández J, Páramo R, Porras A, Salgado B, Valencia J, Zarco L. CDMX (México): Universidad Nacional Autónoma de México; 2018.
- Samper J, Pycock J, Mckinnon A. Current Therapy in Equine Reproduction. United States: Saunders-Elsevier; 2007.
- Senger P. Pathways to Pregnancy and Parturition. 2d. ed. Washington (United States): Current Conceptions, Inc; 2003.
- Youngquist R, Threlfall W. Current Therapy in Large Animal Theriogenology. 2d. ed. Philadelphia (United States): Elsevier-Saunders; 2007.



## 9 Caso

### Evaluación reproductiva de vacas lecheras anéstricas

Autor: Joel Hernández Cerón

#### APRENDIZAJE

El alumnado será capaz de identificar las diferentes condiciones del aparato reproductor, diagnosticables mediante palpación transrectal, que ocasionan suspensión de la ciclicidad en la vaca. Comprenderá, también, los tratamientos y el manejo específicos en cada condición.

#### ESCENARIO DEL CASO

Es un hato lechero de 300 vacas en ordeño. Las vacas están estabuladas en corrales de piso de cemento, con cubículos de libre acceso. Reciben una dieta, por completo, mezclada (TMR) tres veces al día. Diez días después del parto, todas las vacas se examinan por vía transrectal, para diagnosticar y tratar cualquier patología del puerperio. El periodo voluntario de espera es de 60 días. Un trabajador es responsable de la identificación de las vacas en estro, tarea que realiza mediante observación visual; el trabajador también es responsable de la atención de los partos y del manejo de los neonatos. En la visita rutinaria semanal del médico veterinario, responsable de la clínica reproductiva, le presentan 10 vacas con 80 días en leche, las cuales no han recibido el primer servicio.

En la evaluación reproductiva por vía transrectal, se encontró lo siguiente:

1. Cuatro vacas con útero normal y con un cuerpo lúteo en alguno de los ovarios.
2. Dos vacas con quistes foliculares en ambos ovarios.
3. Una vaca con moco cristalino abundante y turgencia uterina.



4. Una vaca tuvo útero edematoso, moco rojizo y un cuerpo hemorrágico.
5. Dos vacas con ovarios pequeños y lisos.

### ACTIVIDADES

De acuerdo con la información de los textos de la materia y su revisión en la práctica, se responderán las siguientes preguntas:

- ¿Qué tipo de anestro identifica en cada caso?
- ¿Por qué una vaca que tiene historia clínica de anestro tiene un cuerpo lúteo?
- ¿Qué tratamiento aplica en cada caso?
- ¿Qué asociación encuentra entre las condiciones de producción (ver: escenario del caso) y los tipos de anestro?
- ¿Qué medidas de manejo recomendaría para reducir en número de vacas anéstricas?

Entregue sus respuestas en un documento no mayor a dos cuartillas, e incluya los apoyos bibliográficos empleados, en una cuartilla independiente.

**RÚBRICA** para calificar el caso de la evaluación reproductiva de vacas lecheras anéstricas.

Integrantes: \_\_\_\_\_

\_\_\_\_\_

\_\_\_\_\_



	<b>Bien (2 puntos)</b>	<b>Adecuado (1 punto)</b>	<b>Inadecuado (0 puntos)</b>	<b>Puntaje y comentarios</b>
Diagnóstico	Realiza un diagnóstico razonado en todos los casos.	Omite el diagnóstico de algún caso.	Hace diagnósticos erróneos.	
Tratamiento	Recomienda los tratamientos correctos fundamentados en la literatura propuesta.	Omite el tratamiento de algún caso. Consulta la literatura sugerida.	Recomienda tratamientos erróneos. No consulta la literatura indicada.	
Integración de la información comprendida en el escenario del caso	Asoció correctamente la información aportada en el caso para discutir los diagnósticos y los tratamientos.	Asoció de manera parcial la información aportada en el escenario del caso para discutir los diagnósticos y los tratamientos.	No utilizó la información aportada en el escenario del caso.	
Cuerpo lúteo y anestro	Exponer con precisión por qué una vaca que tiene historia clínica de anestro tiene un cuerpo lúteo	Explica parcialmente por qué una vaca que tiene historia clínica de anestro tiene un cuerpo lúteo	No aportó ninguna explicación.	
Manejo para reducir la incidencia de vacas anéstricas	El manejo propuesto se fundamenta en la literatura sugerida.	El manejo propuesto se logra de manera parcial, fundamentado en la literatura sugerida.	No propone ningún tipo de manejo.	

10 puntos = 10. 9 puntos = 9. 8 puntos = 8. 7 puntos = 7. 6 puntos = 6. 5 o menos puntos = 5.



Prácticas de manejo  
reproductivo  
en animales domésticos

# Manejo clínico de la distocia en la vaca

**P** RÁCTICA 5

*Joel Hernández Cerón  
Carlos García Ortiz*



# Manejo clínico de la distocia en la vaca

## PRÁCTICA 5

Autores: Joel Hernández Cerón y Carlos García Ortiz



### 1 Introducción

La distocia se define como la dificultad al parto o parto difícil; consiste en la incapacidad de la expulsión del feto y este hecho, puede deberse a causas fetales o maternas. Aunque, la distocia es una condición individual, se debe ver como un problema de hato, ya que sus consecuencias van más allá de la posible muerte del becerro y/o de la vaca. La distocia incrementa la incidencia de retención placentaria; retrasa la involución uterina y el inicio de la actividad ovárica posparto, proceso que se refleja en disminución de la fertilidad y en un incremento de los días abiertos. La distocia, asimismo, disminuye la producción de leche e incrementa el riesgo de desecho de la vaca. Algunas estimaciones de las consecuencias económicas señalan que se pueden perder alrededor de 300 dólares por cada vaca que presente esta condición.

Se ha sugerido que la domesticación de la vaca aumentó la incidencia de distocia, ya que el tamaño del feto es proporcionalmente



más grande que el canal del parto de la madre, situación que contrasta con los partos de los rumiantes silvestres. En éstos últimos, la selección natural ha eliminado de manera paulatina a las hembras que padecen una distocia, mientras que en los bovinos domesticados los criterios de selección han sido distintos.

La incidencia es variable y depende de la definición de distocia que se maneje en cada estudio. De acuerdo con diferentes fuentes, la incidencia en ganado de carne fluctúa de tres a siete por ciento; entretanto, en el ganado lechero varía entre cinco y 10%. Habrá que subrayar que la incidencia es diferente entre vaquillas y vacas multíparas; en vaquillas la incidencia de razas productoras de carne es alrededor de 17% mientras que en vacas multíparas es de cuatro por ciento. Se observa lo mismo en la incidencia en vaquillas lecheras, en las cuales 19% presenta distocia mientras que en vacas multíparas la incidencia es de un seis por ciento.

Es conveniente mencionar que la definición de distocia varía entre estudios y entre hatos comerciales. Se pueden encontrar, por ejemplo, grados o puntaje de distocia que van de escalas de una a tres hasta escalas de uno a siete, dependiendo de la intensidad de la intervención. Por este motivo no se habla de distocias sino de “asistencia en los partos”, lo cual arroja datos que fluctúan entre 10 y 50% de asistencia durante el parto.

## 2 Objetivo

Comprender las principales causas de distocia en la vaca, y su abordaje clínico, mediante la simulación de un parto distócico, para su resolución.



### 3 Actividades

- ▶ Se determinará la estática fetal.
- ▶ Se conocerá el manejo del instrumental obstétrico.
- ▶ Se corregirá las anomalías en la presentación, posición y actitud del feto.
- ▶ Se realizará la extracción forzada del feto.
- ▶ Se aplicarán las técnicas básicas de asistencia del neonato.

**VIDEO INSTRUCCIONAL.** Es recomendable, para mayor comprensión del video, que se lea con antelación toda la práctica.



### 4 Habilidades y destrezas por adquirir

- ▶ Se tendrá la capacidad de determinar la estática fetal.
- ▶ Se manejará de modo adecuado el instrumental obstétrico.
- ▶ Se adquirirá la habilidad para corregir las anomalías en la presentación, posición y actitud del feto.
- ▶ Se alcanzará la capacidad de realizar la extracción forzada del feto.
- ▶ Se manejarán las técnicas básicas de asistencia del neonato.
- ▶ Cada alumno aplicará las técnicas de asistencia del neonato.

### 5 Materiales

El alumnado debe presentarse con bata o filipina quirúrgica y guantes de palpación rectal. En el área de prácticas se dispondrá de instrumental de obstetricia y simuladores.





## 6 Desarrollo de la práctica

- Se formarán equipos de cuatro alumnos.
- La práctica se realizará en un simulador de parto con un feto en su último mes de gestación, que se obtendrá en el rastro o con el maniquí del mismo simulador.
- Cada alumno realizará el examen ginecológico y determinará la estática fetal, considerando la información desarrollada dentro de la práctica.
- Cada alumno corregirá las anomalías en la presentación, posición y actitud del feto, a partir de los fundamentos que se describen más adelante.

Los cuatro alumnos del equipo colaborarán en la extracción forzada del feto, de ahí la importancia de revisar los siguientes apartados.

### Causas de distocia

La principal causa fetal de distocia se debe a la desproporción de la relación tamaño del feto-canal del parto y a alteraciones en la estática fetal; estas dos condiciones representan alrededor del 80% de las causas. Las causas maternas representan cerca del 20% de los casos, éstas se relacionan con la falla en la dilatación del canal del parto y con deficiente fuerza para expulsar al feto. Debido a la interrelación entre las diferentes etiologías con frecuencia resulta difícil determinar si una causa es mediata o inmediata. Hablaremos, entonces, de causas maternas y fetales.



Con otro razonamiento, la distocia ocurre cuando fallan uno o más de los tres principales componentes del parto: la capacidad o fuerza de la vaca para expulsar al feto, un adecuado canal del parto, el tamaño y presentación del feto (estática fetal).

## Causas maternas

Dentro de las causas maternas debe considerarse a la inercia uterina, falla en la dilatación o estenosis del canal del parto (cérvix y vagina), problemas metabólicos del periparto (hipocalcemia o hipomagnesemia), número de parto (los casos de distocia son tres veces más frecuentes en vaquillas que en vacas multíparas), antecedentes de distocia (se observa una tendencia de que una vaca que presenta distocia la vuelva a presentar), condición corporal al parto (en vacas o vaquillas obesas el riesgo de distocia es mayor), duración de la gestación (gestaciones >285 días producen fetos demasiado grandes), vacas enfermas o con desnutrición.

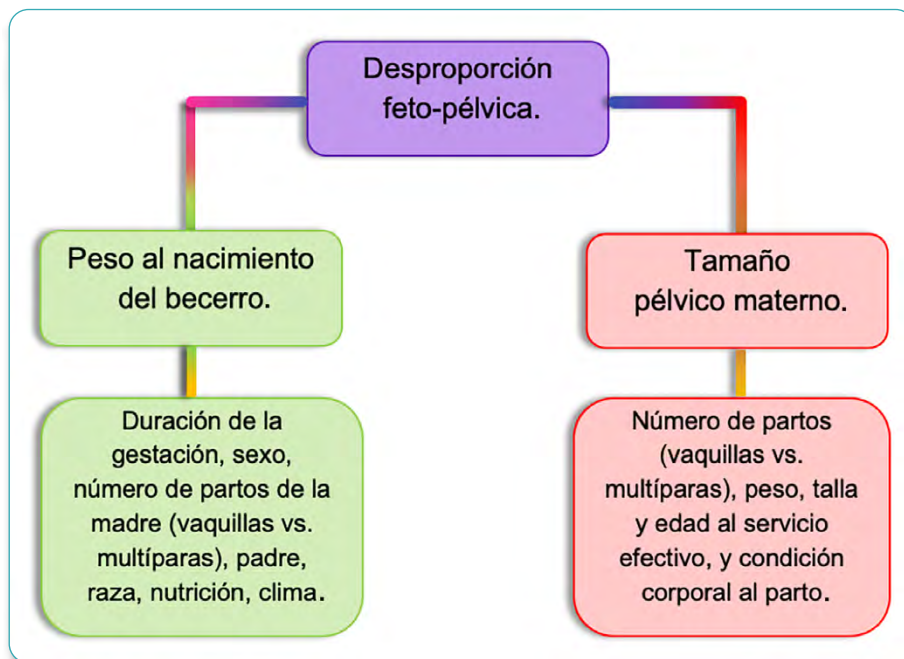
Cuando se inseminan vacas con semen de razas cebuinas (*Bos taurus indicus*), la gestación tiende a prolongarse, lo cual ocasiona que el feto tienda a crecer más y en consecuencia el riesgo de distocia y muerte del feto aumenta. Los embriones producidos *in vitro*, también pueden ocasionar gestaciones más largas y fetos más grandes y pesados, lo cual se asocia con mayor riesgo de distocia.

La torsión uterina representa entre cinco y 10% de las causas de distocia. La torsión más frecuente es la rotación parcial del útero (180°). No se conoce la causa de esta anomalía; sin embargo, se señalan algunos factores de riesgo como movimiento excesivo del becerro durante la primera etapa del parto (dilatación), que se asocia con cavidades abdominales profundas. La corrección de esta condición consiste en girar a la vaca para ver si el útero regresa a su posi-

ción normal. Esta técnica no es muy eficaz; se opta, entonces, por la operación cesárea. En torsiones menores de 180°, se pueden corregir girando a la vaca.

### Causas fetales

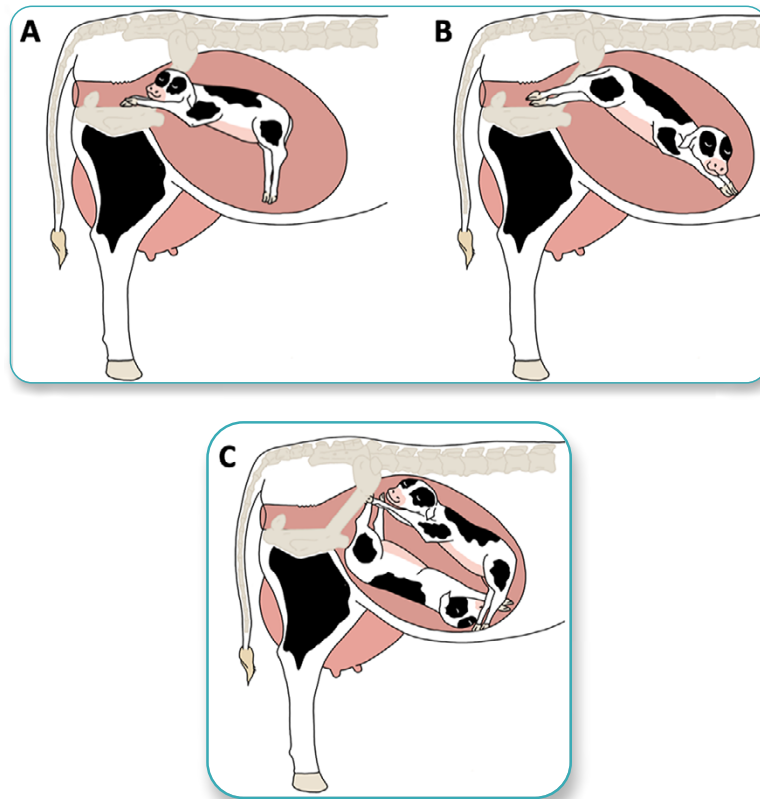
Fetos demasiado grandes, es decir, una desproporción entre el tamaño fetal y el canal del parto es una causa común de distocia; esta causa de distocia es la más frecuente en vaquillas. Los fetos machos son más grandes y pesados que las hembras, lo cual incrementa el riesgo de distocia. En vacas Holstein se ha estimado que cuando el feto es mayor de 45 kg la incidencia de distocia se incrementa (Imagen 1).



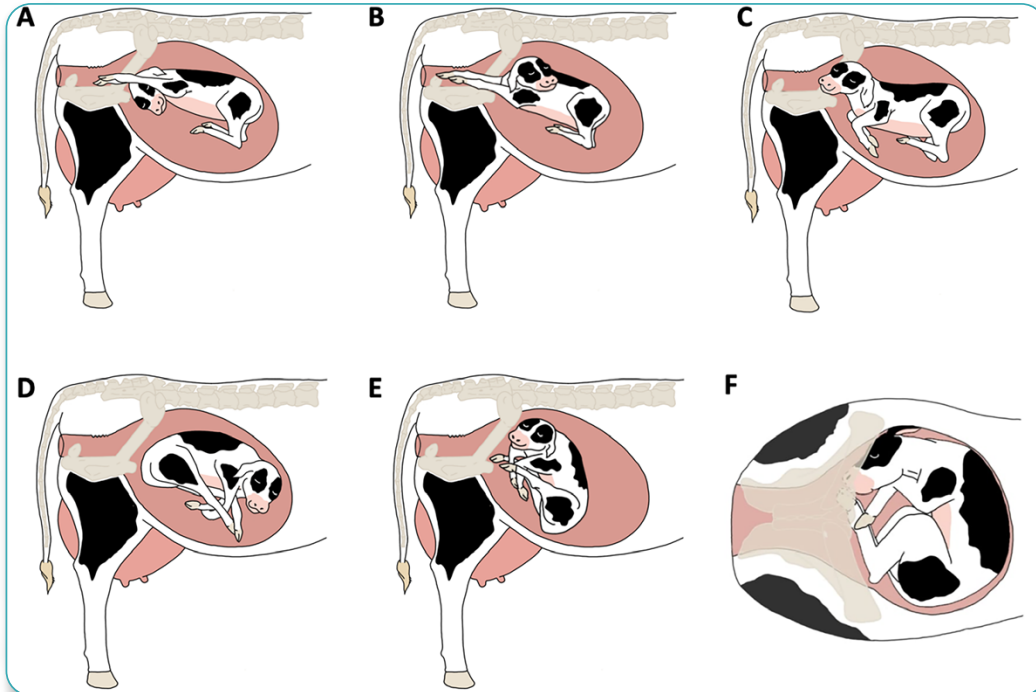
**Imagen 1.** Causas de la desproporción entre el tamaño del feto y el canal del parto (Adaptado de: Mee JF. Prevalence and risk factors for dystocia in dairy cattle: a review. Vet J. 2008 176:93-101).



Las gestaciones gemelares incrementan el riesgo de distocia, ya que en este tipo de partos se observan con mayor frecuencia anomalías en la estática fetal. La causa más frecuente es la presentación posterior-dorso sacra. Le sigue en importancia la anomalía en la actitud de los miembros y de la cabeza, la cual representa entre 20 y 40% de los casos (**Imágenes 2 y 3**).



**Imagen 2.** Estática fetal normal. **A:** presentación longitudinal anterior, posición dorso-sacra, miembros y cabeza en actitud normal; **B:** presentación longitudinal posterior, posición dorso-sacra, miembros y cabeza en actitud normal; **C:** gemelos.



**Imagen 3.** Estática fetal anormal. **A** y **B**: presentación longitudinal anterior, posición dorso-sacra, con cabeza flexionada; **C**: presentación longitudinal anterior, posición dorso-sacra con miembros flexionados; **D**: presentación longitudinal posterior, posición dorso-sacra, miembros flexionados; **E**: presentación vertical ventral; **F**: presentación transversal ventral, céfalo-iliaca izquierda.

### ¿Cuándo intervenir?

Para que el alumnado pueda tomar la decisión de en qué momento sería oportuno asistir a la vaca durante el parto, deben supervisar el progreso del parto cada hora. No deben olvidar por ejemplo que, si el parto es normal, al inicio ocurriría la aparición del saco amniótico, una hora después pueden verse los miembros anteriores, y la expulsión del feto debería ocurrir una hora después (Fase 2 del parto).



De acuerdo con este criterio, si transcurre más de una hora entre cada proceso, el veterinario debe intervenir. Se ha sugerido también que, si transcurre una hora después de la ruptura del saco amniótico y no se ha expulsado el feto, debe intervenir. El criterio sobre el momento para asistir a la vaca suele discrepar entre veterinarios; debe tenerse muy claro que hablar de asistencia no significa fijar las cadenas obstétricas y sacar al feto. La participación del veterinario en el parto es necesaria para conocer si el proceso está ocurriendo con normalidad, ya que, si se fija el criterio de revisar a las vacas una hora después de la ruptura del saco amniótico se tendría la oportunidad de saber si hay una correcta dilatación de la vagina y del cérvix, si hay desproporción entre el tamaño del feto y el canal del parto (este reconocimiento es muy importante en vaquillas), si la estática fetal es normal y conocer si el feto está vivo o muerto.

La identificación oportuna de cualquier anormalidad sería la señal de alarma para intervenir y evitar sufrimiento tanto de la vaca como del becerro. Al respecto, se conoce que aquellos becerros que sobreviven después de un parto prolongado son becerros débiles, padecen con mayor frecuencia hipotermia, consumen menos calostro y, por tanto, son más susceptibles a enfermedades. En la vaca, también hay efectos negativos de la distocia en su producción y reproducción.

## Manejo clínico de la distocia

### Historia clínica

Antes de introducir la mano por vía vaginal se deben conocer algunos datos que ayudarían a la toma de decisiones. A continuación, abordaremos los más relevantes.



Se debe poner atención en el número de partos de la vaca, es decir, si es vaquilla o vaca múltipara. Este dato es relevante, ya que las vaquillas son más susceptibles a padecer distocia que las vacas múltiparas. En el caso de que se trate de una vaquilla, debe conocerse su edad y debe evaluarse su condición corporal, es frecuente que las vaquillas alimentadas con dietas altas en energía lleguen obesas al parto, lo cual afecta el espacio del canal del parto. Es común que en las vaquillas exista desproporción entre el tamaño del feto y el canal del parto. En el caso de las vacas múltiparas, es importante saber si han presentado distocia en partos previos y evaluar su condición corporal.

Como ya se mencionó en párrafos anteriores, es muy importante saber a qué hora la vaca comenzó con el trabajo de parto (etapa 2 o labor); este dato es fundamental. El inicio de la etapa 2 del parto es un indicador para saber la urgencia del caso. No es raro que algunos productores se pongan nerviosos y llamen al veterinario una vez que notan inquietud y escurrimiento de moco por vía vaginal (etapa 1 o dilatación). Aunque lo que ocurre con más frecuencia es que llaman muy tarde al veterinario porque previamente ya han tratado de extraer al becerro.

Es útil conocer la actitud de la vaca, es decir, si está de pie o si esta postrada, si muestra o no contracciones. Cabe recordar que la hipocalcemia puede ser una causa de distocia, esta condición es más frecuente en vacas múltiparas que en vaquillas.

Después de conocer los aspectos anteriores, se procede a hacer un examen por vía rectal para determinar si existe una correcta dilatación del canal del parto; también se evalúa el tamaño del feto, su presentación, posición y actitud de la cabeza y sus extremidades. No olvidar que antes de introducir el brazo por la vulva se debe hacer una limpieza y asepsia de la región.



## Técnicas obstétricas

Para realizar este tipo de intervención se debe contar con el instrumental obstétrico básico que consiste en las cadenas obstétricas, empuñaduras de tracción, muletas, lazo o cordel de algodón, pasa lazos, ganchos oculares, bomba manual para introducción de lubricante, pinzas de sujeción, bisturí de hoja oculta.

**Mutación:** comprende técnicas que facilitan la manipulación del becerro para corregir anomalías en su presentación, posición y actitud de la cabeza y sus extremidades (**Imagen 2**). Cabe señalar que la mutación se hace previa inyección vía epidural de lidocaína (100 mg en 5 ml) y de un relajante uterino por vía intravenosa (50 mg de isoxsuprina). La mutación se facilita cuando se lubrica al feto mediante la infusión de una solución apropiada (lubricantes comerciales, solución de carboximetilcelulosa).

La rectificación de la cabeza y extremidades se hace mediante la combinación de las técnicas de tracción y repulsión. La tracción se ejerce en la cabeza o en los miembros para corregir una actitud anormal. Esta técnica se puede hacer directamente con la mano o mediante lazos, cadenas o ganchos oculares. Siempre se pondrá atención en que cualquier corrección de la cabeza o de algún miembro puede dañar el endometrio y, en casos de manipulación brusca, puede ocasionar alguna perforación de la pared uterina (**Imágenes 4 y 5**). Para disminuir esos riesgos, se debe proteger con la mano la boca o la punta de los miembros. Asimismo, se recomienda que en cuanto se tenga acceso a la cabeza, ésta debe sujetarse de la mandíbula con el lazo o cordel de algodón, para evitar que durante la manipulación se llegue a desviar, lo cual complicaría los procedimientos de corrección. La repulsión se aplica para empujar al feto y así crear espacio





para la corrección de alguna anomalía en la actitud de las extremidades o de la cabeza. Esta técnica se puede hacer con la mano o apoyado de la muleta.



**Imagen 4.** Corrección de la actitud de la cabeza. Para esta corrección se utiliza un cordel de algodón, el cual se fija a la mandíbula para hacer tracción. Se protege al endometrio cubriendo la boca del feto con la mano.



**Imagen 5.** Repulsión con la muleta, corrección de la cabeza mediante tracción ligera sujetando la boca con la mano para proteger el endometrio.

La rotación se utiliza para colocar al feto en posición dorso sacra. Esta técnica se facilita cuando se fijan las cadenas en los miembros y se hacen girar mediante el uso de una horquilla o varilla de torsión (**Imagen 6**).



**Imagen 6.** Rotación del feto en una presentación posterior mediante un tubo o varilla de torsión.

**Extracción forzada:** se realiza cuando hay desproporción entre el canal del parto y el tamaño del feto. Esta técnica es más frecuente cuando se asiste el parto en vaquillas. Cabe señalar que por ninguna circunstancia se debe intentar extraer un feto mediante esta técnica cuando no se tiene la certeza de que la estática fetal es normal.

Nunca se debe ejercer más fuerza que la equivalente a la de dos hombres. La tracción debe llevar el ritmo de las contracciones de la vaca, se debe esperar mientras la vaca descansa. La tracción debe hacerse en ángulo recto mientras pasan los miembros anteriores y la cabeza; una vez que la cabeza y los miembros están afuera del canal del parto, se debe continuar con la tracción, pero en un ángulo de  $45^\circ$  hacia abajo.

Este cambio de dirección facilita el paso del tórax. Se recomienda, asimismo, que la tracción de miembros anteriores se realice alternada, es decir, jalar un miembro y luego el otro para disminuir el diámetro torácico-escapular. Cuando la cadera del becerro es muy ancha (tanto en presentaciones anteriores como posteriores) se debe girar al becerro para que se adapte a la forma del canal del parto. Es muy importante proteger con las manos la comisura vulvar superior, en



particular durante la salida de la cabeza, tórax y pelvis (regiones del becerro de mayor diámetro). Tener siempre presente que el uso de suficiente gel lubricante facilita la extracción forzada y, además, disminuye el riesgo de lesiones vaginales y vulvares (**Imágenes 7 y 8**).



**Imagen 7.** Extracción forzada en presentación posterior.



**Imagen 8.** Simuladores para manipulaciones obstétricas. **Lado izquierdo:** caja de madera con útero de cuero y feto natural. **Lado derecho:** simulador de plástico con útero de bolsa de hule.



**Fetotomía.** Este procedimiento se utiliza en casos críticos cuando es imposible corregir anomalías de la estática fetal mediante las técnicas antes descritas y, además, cuando el feto está muerto. Existe consenso entre veterinarios obstetras en que debe intentarse la fetotomía si el feto puede extraerse mediante uno o dos cortes – de la cabeza o de algún miembro–. De no ser así se debe optar por la operación cesárea. Para seccionar al feto se utiliza un bisturí de hoja oculta o un fetotomo (**Imágenes 9 y 10**).



**Imagen 9.** Corte de la cabeza mediante el fetotomo.



**Imagen 10.** Bisturí de hoja oculta, el cual se utiliza para cortar extraer los miembros anteriores.

## Atención del neonato

En partos en los que el feto permanece demasiado tiempo en el canal del parto se corre el riesgo de muerte por asfixia. Algunos indicadores que deben llamar la atención son el color y la edematización de la lengua, así como la presencia de meconio (fetos manchados de amarillo). Por tal motivo, la supervisión del parto es muy importante, ya que disminuye los riesgos de muerte del becerro.

La asistencia del neonato debe ser oportuna. Inmediatamente después de haber extraído el feto, el ternero debe colocarse en recumbencia esternal, esta posición facilitará la eliminación del líquido amniótico de las fosas nasales y facilitará la respiración (**Imagen 11**). Si se observa dificultad para respirar, ésta puede estimularse mediante la introducción gentil de un segmento de un material rígido (paja) en las fosas nasales. Esta práctica provoca el reflejo de boqueo (respiración corta por la boca), lo cual estimula la respiración. No se recomienda levantar (colgar) al becerro para eliminar el líquido amniótico, ya que las vísceras presionan al diafragma, hecho que



dificulta más la respiración. Una vez que el feto comienza a respirar deja de llamarse feto y se denomina becerro o ternero. Se recomienda secar al becerro, ya que los becerros nacidos de partos asistidos tienen mayor riesgo de sufrir hipotermia.



**Imagen 11.** Inmediatamente después de la extracción del becerro debe colocarse al becerro en recumbencia esternal, para facilitar la respiración.

## 7 Forma en que será evaluada la actividad

La evaluación se realizará mediante la siguiente **LISTA DE COTEJO**:

Integrantes: \_\_\_\_\_  
\_\_\_\_\_  
\_\_\_\_\_



<b>Conocimiento, habilidad o destreza a evaluar</b>	<b>Nulo (5)</b>	<b>Regular (8)</b>	<b>Bueno (9)</b>	<b>Sobresaliente (10)</b>
¿Determina la estática fetal?				
¿Conoce y utiliza correctamente el instrumental obstétrico?				
¿Corrige las anomalías en la presentación, posición y actitud del feto?				
¿Realiza la extracción forzada del feto?				
¿Asiste de manera adecuada al neonato?				

## 8 Bibliografía

- Dematawewa C, Berger P. Effect of Dystocia on Yield, Fertility, and Cow Losses and an Economic Evaluation of Dystocia Scores for Holsteins. *J Dairy Sci.* 1997;80(4):754-761. doi: 10.3168/jds.s0022-0302(97)75995-2
- Funnell B, Hilton W. Management and Prevention of Dystocia. *Vet Clin North Am Food Anim Pract.* 2016;32(2):511-522. doi: 10.1016/j.cvfa.2016.01.016
- Hickson R, Morris S, Kenyon P, Lopez-Villalobos N. Dystocia in beef heifers: a review of genetic and nutritional influences. *N Z Vet J.* 2006;54(6):256-264. doi:10.1080/00480169.2006.36708
- Mee J. Prevalence and risk factors for dystocia in dairy cattle: a review. *Vet J.* 2008;176(1):93-101. doi: 10.1016/j.tvjl.2007.12.032
- Rangel L, Hernández J. Fisiología Reproductiva de los Animales Domésticos. Boeta M, Balcázar J, Cerbón J, Hernández J, Páramo R, Porrás A, Salgado B, Valencia J, Zarco L. CDMX (México): Universidad Nacional Autónoma de México; 2018.
- Russo A. Compendio de neonatología bovina. Parte 1. Taurus [Internet]. 2015 [citado 17 enero 2021];(65):34-48. Disponible en: <https://www.revistataurus.com.ar/sistema/uploads/1129/entradas/09-compendio-65.pdf>





## 9 Caso

### Distocia en una vaca lechera

Autores: Joel Hernández Cerón y Carlos García Ortiz

#### APRENDIZAJES

El alumnado comprenderá las principales causas de distocia, los factores asociados y su manejo clínico.

#### ESCENARIO DEL CASO

La vaca se encuentra en el corral de partos para vacas multíparas. Es una vaca de tercer parto con una condición corporal de 4.0. La vaca está en trabajo de parto; está de pie; se observaban por la vulva las patas del becerro. No saben cuánto tiempo lleva en trabajo de parto. El encargado relata que cuando notó que las patas del becerro aparecieron por la vulva, trató de extraerlo mediante tracción.

En la evaluación reproductiva se encontró lo siguiente:

1. El becerro está en presentación longitudinal anterior, posición dorso-sacra con los miembros extendidos y con la cabeza flexionada hacía la izquierda.
2. Se aprecia poco líquido en el útero y el feto está seco.
3. Después de la evaluación, el guante de palpación salió teñido de amarillo.
4. El becerro tiene reflejo interdigital discreto.
5. No se observan contracciones.



### ACTIVIDADES

De acuerdo con la información de los textos de la materia y la revisada en clase, conteste las siguientes preguntas, en un documento no mayor a tres cuartillas:

- ▶ ¿Cuál es la estática fetal normal?
- ▶ ¿Qué relación puede existir entre la intervención del encargado del establo y la distocia?
- ▶ ¿Por qué el exceso de condición corporal está asociado con la distocia?
- ▶ ¿Qué revela el color amarillo del líquido amniótico?
- ▶ ¿Qué indica la falta de contracciones?
- ▶ ¿Qué procedimientos obstétricos debe aplicar para resolver la distocia?

NOTA: incluya los apoyos bibliográficos empleados, en una cuartilla independiente a la del escrito.

**RÚBRICA:** para calificar el caso de Distocia en una vaca lechera.

Integrantes: \_\_\_\_\_

\_\_\_\_\_

\_\_\_\_\_



	<b>Bien (2 puntos)</b>	<b>Adecuado (1 punto)</b>	<b>Inadecuado (0 puntos)</b>	<b>Puntaje y comentarios</b>
Estática fetal	Describe con precisión la estática fetal.	Describe de manera parcial la estática fetal.	No describe la estática fetal.	
Intervención del encargado	Explica de manera adecuada la posible relación entre la intervención del encargado y la distocia.	Explica parcialmente la posible relación entre la intervención del encargado y la distocia.	No relaciona la intervención del encargado como la distocia.	
Condición corporal (CC) y distocia	Fundamenta la asociación entre la CC y la distocia.	Fundamenta de modo parcial la asociación entre la CC y la distocia.	No proporciona ninguna explicación.	
Color amarillo del líquido amniótico	Explica correctamente qué indica el color amarillo del líquido amniótico.	Explica de forma incompleta qué indica el color amarillo del líquido amniótico.	No aporta ninguna explicación.	
Falta de contracciones	Expone la o las causas de la ausencia de contracciones.	Explica sólo en parte la o las causas de la ausencia de contracciones.	No da cuenta de ninguna explicación.	
Procedimientos obstétricos	Describe con claridad los procedimientos obstétricos para resolver la distocia.	Describe parcialmente los procedimientos obstétricos para resolver la distocia.	No describe los procedimientos obstétricos.	

10 puntos = 10. 9 puntos = 9. 8 puntos = 8. 7 puntos = 7. 6 puntos = 6. 5 o menos puntos = 5.



Prácticas de manejo  
reproductivo  
en animales domésticos

# Evaluación reproductiva del semental

**P** RÁCTICA 6

*Antonio Ismael Porras Almeraya*



# Evaluación reproductiva del semental

## PRÁCTICA 6

Autor: Antonio Ismael Porras Almeraya



### 1 Introducción

El ritmo reproductivo de los animales domésticos depende de las hembras y de los machos, aunque la mayor responsabilidad recae en estos últimos; por ejemplo, de cada macho bovino depende la reproducción de veinte a sesenta hembras, o muchas más cuando se aplica la inseminación artificial. En consecuencia, si una vaca falla se perdería una cría en su ciclo reproductivo, pero si un toro falla, se estarían perdiendo entre veinte a sesenta crías. Se estima que entre un diez a veinte por ciento de los toros –potenciales reproductores adultos– presentan algún tipo de anomalía que interfiere con su función reproductiva. Lo cierto es que la **evaluación de la capacidad reproductiva** de los machos no es una práctica generalizada entre los ganaderos.

La capacidad reproductiva de un macho se puede valorar de manera **directa**, al exponerlo a un determinado número de hembras; después se verifica cuántas de ellas quedaron gestantes. Aunque



esta no es una práctica común cuando se requiere valorar a varios sementales, en tal situación, se puede aplicar una evaluación indirecta que implica realizar diversos exámenes al semental, por ejemplo: un examen físico general, del aparato reproductor, de la calidad del semen, y en la medida de lo posible el examen de la libido y la capacidad de monta del semental.

En esta práctica se realizará la evaluación indirecta de un toro, se tomará como base la especie bovina, debido a la preponderancia que tiene entre las especies de explotación zootécnica. Se tendrá en consideración que los principios generales de la evaluación son válidos para las otras especies, variando únicamente algunos aspectos relacionados con particularidades específicas en cuanto a la morfología del aparato reproductor y a las características del semen; aspectos que se revisan en la práctica correspondiente para cada especie.

## 2 Objetivo

El alumnado aprenderá a evaluar la capacidad reproductiva de un toro aplicando los siguientes exámenes: del aparato reproductor, del semen, de la libido y la capacidad de monta, para determinar el potencial reproductivo del bovino.

## 3 Actividades

En la práctica el alumnado realizará las siguientes actividades con el semental:



## Examen físico general

- ▶ Estimaré su condición corporal.
- ▶ Evaluaré la conformación corporal y estado del aparato locomotor.
- ▶ Inspeccionaré el estado de sus ojos y boca.

## Examen del aparato reproductor

1. Condición del escroto y su contenido
  - ▶ Se determinará la conformación y posición de la bolsa escrotal y su contenido.
  - ▶ Se inspeccionará la condición del escroto.
  - ▶ Se determinará, por palpación: el número, forma, simetría y consistencia de los testículos.
  - ▶ Se medirá la circunferencia escrotal.
  - ▶ A través de la ecografía realizará la inspección de los testículos y epidídimos.
2. Condición del pene y prepucio
  - ▶ Se inspeccionará la condición del prepucio y si es posible se realizará la exteriorización del pene para su revisión.
3. Condición de los genitales internos
  - ▶ Por palpación transrectal ubicará la uretra pélvica para después palpar las vesículas seminales y las ampollas de los conductos deferentes.
  - ▶ Por medio de la ecografía, por vía rectal, se realizará la inspección de los órganos genitales internos.



## Evaluación de la calidad del semen

1. Al observar el proceso de obtención de semen, que un integrante del grupo llevará a cabo, el alumnado evaluará las siguientes características del semen obtenido: volumen, aspecto o apariencia.

## Evaluación de la libido y de la capacidad de monta (opcional)

1. El alumnado observará el comportamiento del toro durante el proceso de la obtención del semen con vagina artificial, registrando sus demostraciones de interés sexual, sus intentos de monta, así como las montas efectivas o servicios que realice en un lapso determinado.
2. El alumnado contestará las siguientes preguntas:
  - ▶ ¿Cuál fue el comportamiento reproductivo del toro previo a la monta?
  - ▶ ¿Qué lapso tardó el semental en montar el señuelo?
  - ▶ ¿Cuánto tiempo transcurrió desde que el toro montó hasta que eyaculó?

## Dictamen final

1. Con la información obtenida durante la evaluación indirecta de la capacidad reproductiva, cada alumno emitirá un dictamen fundamentado sobre la capacidad reproductiva del toro evaluado.





**VIDEO INSTRUCCIONAL.** Se recomienda, para mayor comprensión del video, leer previamente toda la práctica.



## 4 Habilidades y destrezas por adquirir

Al terminar la práctica el alumnado sabrá cómo llevar a cabo la evaluación indirecta de la capacidad reproductiva de un toro, para determinar si ésta es satisfactoria o no, considerando los resultados obtenidos durante la evaluación.

## 5 Materiales

Materiales con los que deberá presentarse el alumnado a la práctica

- ▶ Overol limpio.
- ▶ Botas limpias.
- ▶ Gorra o sombrero.
- ▶ Un par de guantes de palpación.
- ▶ Una cinta métrica flexible.
- ▶ Libreta de notas.
- ▶ Guía o formato para la evaluación del toro.

## 6 Desarrollo de la práctica

La evaluación indirecta de la capacidad reproductiva (EiCR) del toro es un procedimiento relativamente rápido, aunque exhaustivo, que comprende las siguientes evaluaciones:



- a) Estado físico general.
- b) Condición o integridad del aparato reproductor.
- c) Calidad del semen.
- d) Libido y capacidad de monta.

La práctica iniciará explicando la importancia que tiene el correcto manejo y contención del semental a evaluar. Esta práctica es principalmente de *tipo demostrativo* ya que no se cuenta con un número suficiente de toros, prensas de contención, equipo para la obtención de semen y personal de apoyo, para todo el alumnado que, asimismo, atenderá las instrucciones del médico responsable de la práctica, que les indicará en qué momento pueden participar.

### Examen físico general

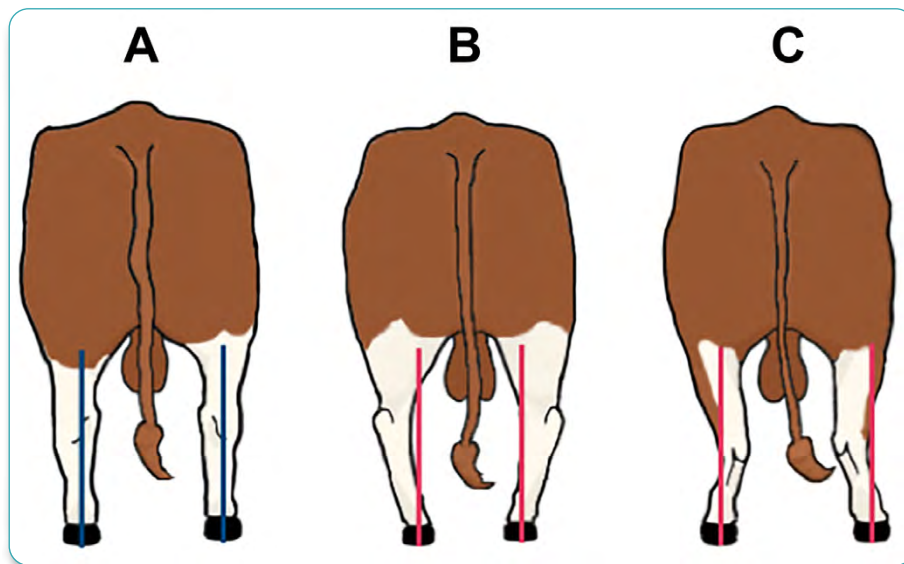
De manera ideal la **EiCR** debería incluir un examen sistémico detallado para conocer el estado de salud general del semental, antes de aplicar otro tipo de pruebas. Cuando el estado de salud del semental es satisfactorio, la EiCR solamente abarca una inspección del estado físico del semental, que debe contemplar los siguientes aspectos: **estimación de la condición corporal del toro**. La evaluación de la condición física está sujeta a una subjetividad de la persona que la evalúa, porque depende de la apreciación visual y de la palpación del volumen muscular o del grado de acumulación de grasa en los tejidos.

Con la práctica cotidiana de alguno de los métodos para estimar la condición corporal puede lograrse un buen nivel de precisión y confiabilidad en las calificaciones. Los animales obesos o en mal estado de carnes, en general, pueden presentar un rendimiento reproductivo deficiente, además la obesidad o la emaciación indican una alimentación incorrecta.



Evaluar la conformación corporal y estado del aparato locomotor. Es importante prestar atención a la conformación y al estado que guardan las extremidades posteriores de los machos que se van a utilizar en la reproducción. La atención en este aspecto debe enfocarse principalmente en los siguientes rubros:

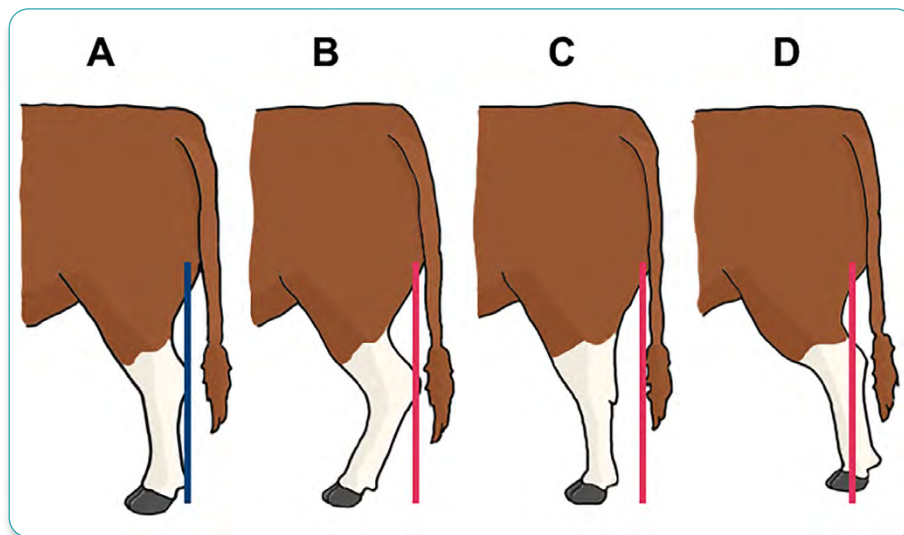
- a. los miembros posteriores, vistos desde atrás, deben estar "alineados" de modo que los ejes de la rodilla, de la articulación del tarso y del corvejón de cada miembro, intercepten aproximadamente el mismo plano sagital, es decir, que no haya rotación lateral (hacia fuera) o medial (hacia adentro) de los mismos (**Imagen 1**).



**Imagen 1.** Conformación normal (A) y anormal (B, C) de los miembros posteriores (vistos desde atrás) (Adaptado de Ball L, *et. al.* Manual for breeding soundness examinations of bulls. Journal of the Society for Theriogenology, Volume XII, USA, 1983).



- b. Vistos lateralmente, los ángulos de las articulaciones tarsales deben tener una amplitud moderada y no ser demasiado cerrados o abiertos (**Imagen 2**).



**Imagen 2.** Conformación normal (A) y anormal (B, C, D) de los miembros posteriores vistos lateralmente (Adaptado de Ball L, *et. al.* Manual for breeding soundness examinations of bulls. Journal of the Society for Theriogenology, Volume XII, USA, 1983.).

- c. Las pezuñas deben tener un tamaño adecuado, de acuerdo con la edad y la talla del animal y deben ser simétricas.
- d. El modo de andar de los animales debe indicar una adecuada coordinación de los miembros.

Existen alteraciones que pueden afectar el aparato locomotor; algunas de ellas se relacionan con los defectos de conformación indicados, por una predisposición hereditaria y otras debido a traumas o procesos infecciosos (pododermatitis interdigital o gabarro).



Inspección del estado de los ojos y la boca. La condición de los ojos puede ser determinada, hasta cierto punto, por una inspección cuidadosa de los mismos. Poseer una visión normal es de suma importancia para un toro reproductor, se ha observado que la falta de visión es un factor que inhibe la capacidad del semental para reaccionar a la presencia de hembras sexualmente receptivas. El carcinoma del ojo y la queratitis infecciosa se encuentran entre los problemas que pueden afectar la visión de los toros y reducir su capacidad reproductiva (**Imagen 3**).

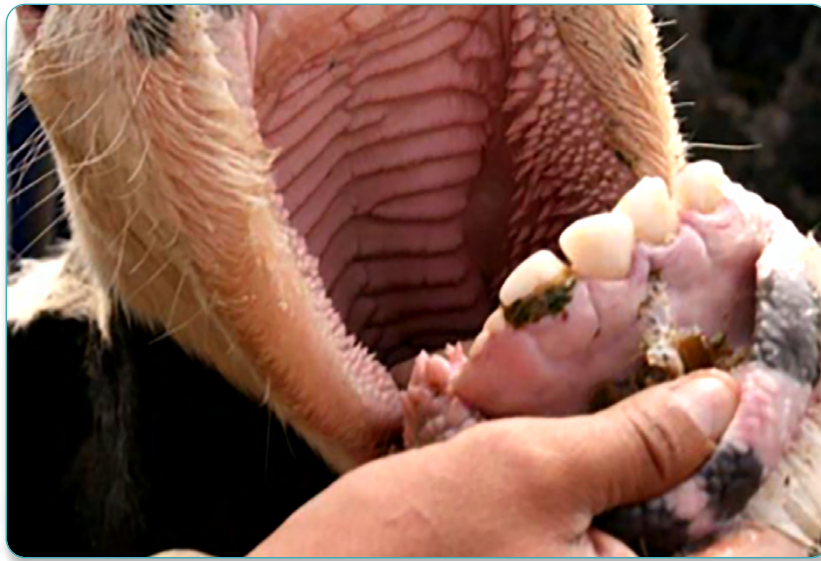


**Imagen 3.** Poseer una visión normal es de suma importancia para un toro reproductor (Archivo Departamento de Reproducción, FMVZ-UNAM y Dr. Antonio Porras, respectivamente).

El estado de la boca y su dentadura puede determinarse por inspección directa (**Imagen 4**), los problemas en la dentadura o en la boca, disminuyen la capacidad de los animales para consumir adecuadamente el alimento, sobre todo si se trata de forrajes groseros, llegando a provocar una pérdida de peso que puede afectar la función reproductiva del semental. Otro aspecto en el que se debe poner



atención durante el examen de la boca es la ocasional existencia de problemas de actinomicosis y actinobacilosis que pueden afectar los maxilares o los tejidos blandos de la boca.



**Imagen 4.** La inspección de la boca y de los dientes forma parte del examen de la salud reproductiva del semental (Imagen: Dr. Antonio Porras).

## Examen del aparato reproductor

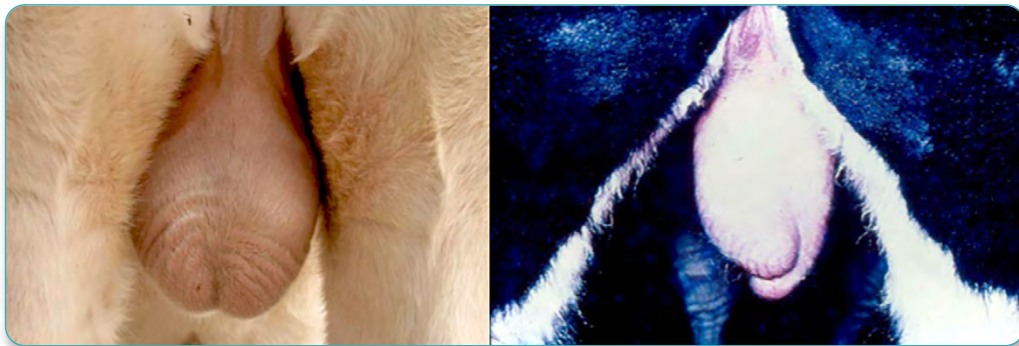
El examen del aparato reproductor del toro abarca los órganos genitales externos que incluye; la bolsa escrotal y su contenido (testículos, epidídimos y cordón espermático), además del pene y el prepucio. Se tomarán en cuenta, asimismo, los órganos genitales internos; la próstata, vesículas seminales y las ampollas de los conductos deferentes.



## Examen de los órganos genitales externos

Para realizar el examen del aparato reproductor es necesaria la correcta contención del toro, en favor de la seguridad del encargado y del semental que se evaluará. El alumnado atenderá las instrucciones del médico responsable de la práctica.

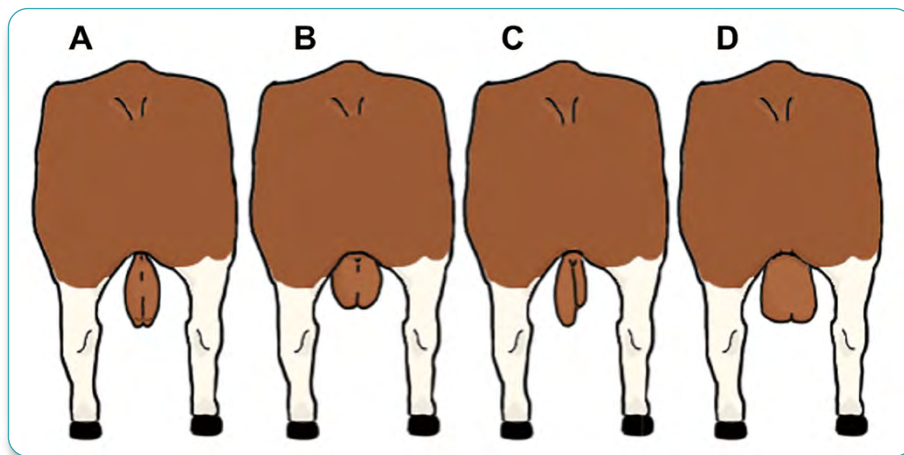
**Bolsa escrotal y su contenido:** El examen inicia observando la bolsa escrotal (escroto) y su contenido (testículos, epidídimos y cordón espermático), en conjunto pueden presentar una configuración variable según el tamaño, la forma y la posición de las partes. En la **imagen 5** se ilustran algunos tipos de conformación que pueden observarse en caso de que el escroto, los testículos y los epidídimos sean normales, los testículos con cierto grado de rotación o la clara separación de las colas de los epidídimos no presentan ningún inconveniente para la fertilidad de los animales.



**Imagen 5.** Tipos de conformación que pueden observarse en casos de testículos y escroto normales (**Lado izquierdo**), los testículos con cierto grado de rotación o la separación clara de las colas de los epidídimos (**Lado derecho**) no presentan ningún inconveniente para la fertilidad de los animales (Archivo Departamento de Reproducción, FMVZ-UNAM y Dr. Antonio Porras, respectivamente).



La **imagen 6** ilustra algunos tipos de conformación anormal del escroto y su contenido, por ejemplo: bolsa escrotal situada permanentemente cerca de la pared corporal debido generalmente a testículos pequeños o hipoplásicos, o por un descenso incompleto de los mismos (**A**), bolsa escrotal asimétrica a causa de una hipoplasia testicular unilateral (**B**), hernia escrotal donde el escroto aparece distendido por la presencia de vísceras abdominales (**C**).



**Imagen 6.** Tipos de conformación del escroto y su contenido. **A:** testículos normales; **B:** testículos situados cerca de la pared corporal; **C:** hipoplasia unilateral; **D:** hernia escrotal (Imagen Dr. Antonio Porras y Tania Escárcega).

Durante la inspección del escroto, se verificará su integridad; y se descartará la presencia de parásitos externos, cicatrices o laceraciones ocasionadas, sobre todo, por traumatismos (**Imagen 7**). En forma simultánea, se realiza la palpación cuidadosa de los testículos, los epidídimos y el cordón espermático ubicado en el cuello escrotal.





**Imagen 7.** Inspección de la bolsa escrotal y su contenido  
(Imagen: Dr. Antonio Porras).

La normalidad de los testículos es esencial para la función reproductiva. El examen de los testículos se efectúa por medio de la inspección visual y por palpación; se observa su tamaño, forma y posición en relación con la cavidad abdominal; se palpan para determinar su número y movilidad dentro de la bolsa escrotal. Durante la palpación es importante reconocer el grado de consistencia testicular, ya que se relaciona con la calidad del semen producido. Los testículos con funcionalidad normal presentan un adecuado grado de turgencia o firmeza, los testículos flácidos o sin consistencia pueden asociarse con un problema de degeneración testicular. El proceso degenerativo puede culminar en la fibrosis y calcificación de las partes involucradas, características que se distinguen en la palpación con facilidad.



Otro aspecto importante en el examen de los testículos es medir la circunferencia o diámetro escrotal; la medida se utiliza comúnmente para estimar el volumen testicular, y se relaciona de forma íntima con la cantidad de espermatozoides producidos por las gónadas. La determinación de la circunferencia escrotal se efectúa con una cinta métrica flexible o con un orquímetro, cinta métrica rígida, especialmente diseñada (**Imagen 8**). Para tomar la medida, ambos testículos deben ser descendidos con firmeza y suavidad, hasta el fondo de la bolsa escrotal; la cinta se coloca en el cuello del escroto y se desliza con cuidado hacia abajo, hasta llegar al mayor diámetro escrotal, medida que es registrada (**Imagen 8**). Es importante recordar que la circunferencia escrotal varía en función de la raza y la edad del toro.



**Imagen 8.:** Ilustra la forma correcta de medir la circunferencia escrotal. Es recomendable tomar dos veces la circunferencia para disminuir la probabilidad de errores en la medida (Imagen: Dr. Antonio Porras).



Durante la inspección de los testículos se evalúa la condición de los epidídimos, deben palparse con cuidado en sus tres porciones; lo usual es que la consistencia de estos órganos sea más firme que la de los testículos (**Imagen 9**).



**Imagen 9.** Los epidídimos deben palparse con sumo cuidado en sus tres partes (cabeza, cuerpo y cola) (Imagen: Dr. Antonio Porras).

**Pene y prepucio:** La integridad y la normalidad del pene y el prepucio son indispensables para la realización eficaz de la cópula. El examen de estos órganos se efectúa por inspección visual para encontrar posibles alteraciones de orden traumático, neoplásico, etc.; por palpación se debe comprobar la movilidad del pene en la vaina prepucial.

La inspección del prepucio permite determinar su conformación, normalidad y salud. Los animales con prepucio demasiado relajado (colgante) o con prolapso prepucial están predispuestos a sufrir laceraciones u otros traumatismos (**Imagen 10**), capaces de provocar una



inflamación del prepucio (postitis), incluso, alteraciones más graves. Un cambio del prepucio es la estrechez del orificio prepucial (estenosis) condición que puede impedir la correcta exteriorización del pene (fimosis) o su retracción dentro del prepucio (parafimosis).



**Imagen 10.** Los toros con prepucio colgante están predispuestos a sufrir laceraciones u otros traumatismos (Archivo Departamento de Reproducción, FMVZ-UNAM).

El examen del pene se puede efectuar mediante su exteriorización manual, con las medidas de asepsia debidas. En ocasiones se requiere la anestesia regional de los nervios pudendos; otra manera de inspeccionar el pene es durante la monta o al momento de obtener el semen con vagina artificial o por medio de la electroeyacuación (**Imagen 11**). Cuando no se puede inspeccionar el pene, el examen tiene que limitarse a la palpación de este a través del prepucio, debiendo comprobar su movilidad dentro de la vaina prepucial.



**Imagen 11.** La inspección del pene se puede realizar en el momento de la obtención de semen mediante la electro-eyaculación o con vagina artificial (Imagen: Dr. Antonio Porras).

### Examen de los órganos genitales internos

En el toro, el examen de los órganos genitales internos se lleva a cabo por palpación o ecografía; ambas por vía transrectal.

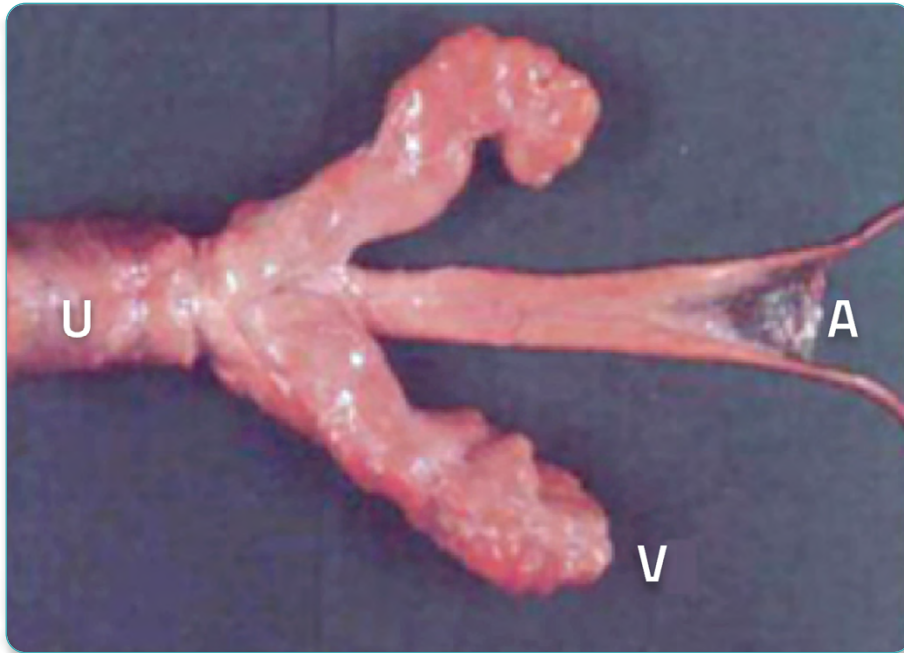
### Examen de los órganos genitales mediante palpación transrectal

El reconocimiento de los órganos genitales internos se inicia con la localización de la **uretra pélvica**, que se encuentra en la línea media del piso de la pelvis y se identifica como una estructura cilíndrica de tres a cuatro cm de diámetro, un poco aplanada dorsoventralmente. Esta estructura sirve como punto de referencia para la localización de otros órganos genitales internos; el cuerpo de la **próstata** se localiza en el extremo dorso craneal de la uretra pélvica como una protuberancia o cresta transversal. En toros no existen reportes de alteraciones prostáticas cuyo diagnóstico pueda realizarse de manera clínica.



La próstata sirve a su vez como punto de referencia para la localización de las **glándulas o vesículas seminales** y las **ampollas** de los conductos deferentes, órganos que desembocan en un punto de la uretra pélvica, que se encuentra, con precisión, al nivel del cuerpo de la próstata. Las vesículas seminales son un par de glándulas lobuladas de forma alargada (de 10 cm o más de longitud), que a veces presentan cierto grado de asimetría y que están situadas delante y lateralmente al cuerpo de la próstata. La palpación de estas glándulas es relativamente fácil; su consistencia normal es flexible y carnosa y sus lobulaciones son más o menos discernibles. En los toros, la inflamación de las vesículas seminales o vesiculitis seminal es uno de los padecimientos más frecuentes del aparato reproductor. La vesiculitis seminal ocasiona el aumento de tamaño, el cambio de la consistencia y la desaparición de las lobulaciones de las vesículas seminales así como alteraciones en el semen.

Las ampollas de los conductos deferentes son los ensanchamientos que presentan dichos conductos en la proximidad a su desembocadura. Las ampollas se encuentran en posición craneal al cuerpo de la próstata y entre las vesículas seminales; lo usual es que sean palpables en su totalidad y tienen un diámetro similar o ligeramente mayor a la de un lápiz normal (**Imagen 12**). Estas estructuras pueden alterarse por procesos inflamatorios, en la mayoría de los casos, relacionados con padecimientos de los órganos sexuales adyacentes. Hay que aceptar que el diagnóstico clínico de la inflamación de las ampollas de los conductos es posible en raras ocasiones.



**Imagen 12.** Aparato reproductor del macho. Se observan: **A:** ampollas de los conductos deferentes; **V:** vesículas seminales; **U:** parte de la uretra pélvica (Archivo Departamento de Reproducción, FMVZ-UNAM).

### Examen de los órganos genitales mediante la ecografía

Una EiCR completa puede acompañarse con el examen del aparato reproductivo del macho mediante la ecografía, aunque no es necesaria, si durante la EiCR no se detecta ninguna anomalía. La razón primaria para el uso de la ecografía, en general, ocurre cuando se detectan lesiones graves en el contenido de la bolsa escrotal.

**Equipo.** En los bovinos, la ecografía para la evaluación de los órganos genitales internos se lleva a cabo por vía transrectal con un transductor lineal (5.5 a 7.5 MHz), mientras que la evaluación de los genitales externos se realiza con un transductor lineal (3.5 a 5.5 MHz).



**Procedimiento.** La ecografía debe efectuarse después de la obtención del semen; para realizarse el examen debe inmovilizarse al toro y si es necesario, sedarlo ligeramente. La aproximación inicial al toro es por su parte trasera, el transductor se colocará gentilmente sobre la superficie del escroto para iniciar la ecografía. Para mejorar el contacto del transductor y la calidad de la imagen se debe humedecer la piel del escroto con agua caliente (35 °C a 40 °C) y aplicar suficiente gel al transductor. La inspección completa incluye; el escroto, los testículos, los epidídimos y el cordón espermático. El pene puede evaluarse, aunque se recomienda rasurar el pelo de su vaina, para asegurar un buen contacto. En el examen de las glándulas accesorias el transductor se inserta por vía transrectal. Como prevención de la transmisión de agentes infecciosos se recomienda que el transductor y el cable que lo acompaña, sean cubiertos con una bolsa o guante de plástico, el transductor deberá lavarse y después desinfectarse con solución.

**Ecografía del aparato reproductor del toro.** El tejido testicular es homogéneo y moderadamente ecogénico. El mediastino testicular se localiza en la parte central del testículo y se visualiza como una línea o círculo, dependiendo de la orientación del transductor, paralela o perpendicular al eje longitudinal del testículo, respectivamente. Es sencilla la detección de la cabeza y de la cola del epidídimo; son menos ecogénicas que el testículo y están claramente delineadas. El cuerpo del epidídimo se ubica a lo largo del borde caudo-medial del testículo. Las dos tunicas testiculares –albugínea y vaginal visceral– son brillantes y una línea ecogénica separa los testículos del escroto.





En el toro, la ecografía también ha sido utilizada para evaluar las ampollas de los conductos deferentes y las glándulas accesorias. Las vesículas seminales son lobuladas, dichas porciones tienen una ecogenicidad homogénea. En un toro con vesiculitis seminal, la glándula se alarga perdiendo su estructura lobular, la pared se encuentra engrosada y firme, originando un aumento de su ecogenicidad y la cantidad de fluido en las cavidades de la glándula.

## Evaluación de la calidad del semen

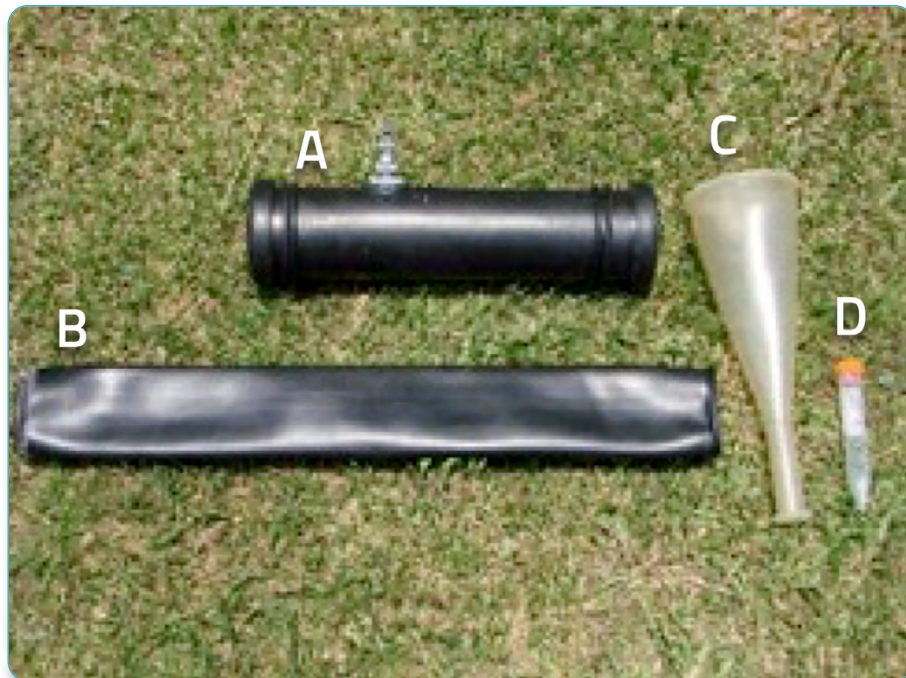
La evaluación de las características del semen es fundamental en el examen de la capacidad reproductiva del semental. Aunque, la evaluación del semen de manera aislada, no puede utilizarse de modo confiable para predecir la fertilidad de un semental, debido a que las características seminales sólo son uno de los factores que determinan el grado de fertilidad de un macho. Pero sí puede utilizarse para discernir a aquellos machos cuyas características seminales están por debajo del rango normal, para eliminarlos temporal o de manera permanente de la reproducción.

## Obtención del semen

Los dos métodos principales para la obtención del semen en el toro son por medio de la vagina artificial y la electro-eyaculación. La vagina artificial es el mejor procedimiento para obtener el semen, ya que permite un proceso de eyaculación normal y la muestra que se obtiene refleja de modo adecuado las características del semen que produce el animal. El empleo de este método, sin embargo, requiere del entrenamiento del semental; esta labor es muy raro que se realice en condiciones de campo, en cuyo caso se prefiere la electro-eyaculación como método para obtener el semen.

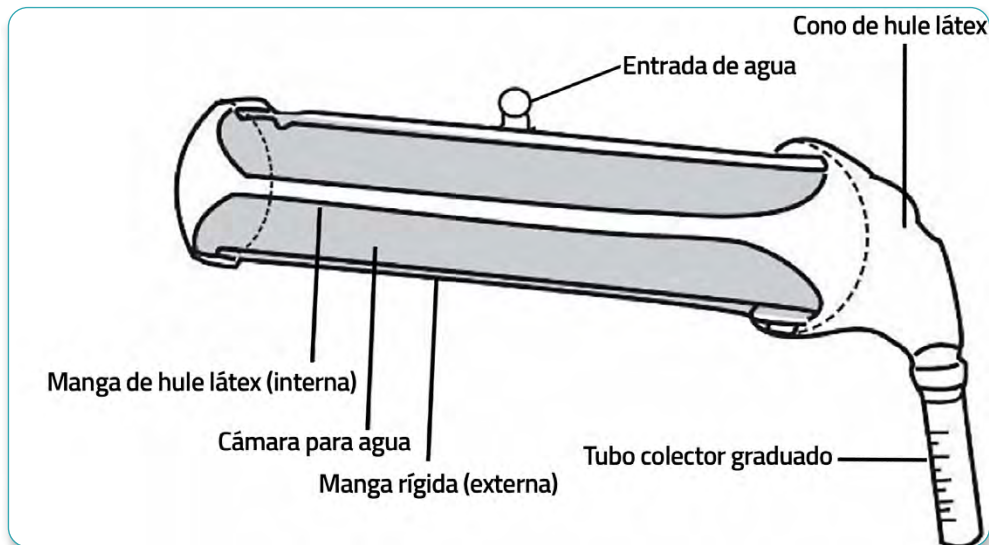


**Vagina artificial.** Se compone de un tubo rígido dentro del cual se coloca un tubo flexible (hule látex), que se dobla en los extremos del tubo rígido, para crear una cámara que se llena con agua caliente. En uno de los extremos del tubo rígido se coloca un embudo de látex unido al tubo colector (**Imagen 13**).



**Imagen 13.** Se muestran los diferentes elementos que integran la vagina artificial. **A:** tubo rígido, **B:** tubo de elástico de látex, **C:** Embudo de látex, **D:** tubo colector (Imagen: Dr. Antonio Porras).

Para obtener el semen es necesario armar la vagina artificial e introducir agua caliente a la cámara, de manera que alcance una temperatura interna de 42 a 45 °C al momento de obtener el semen (**Imagen 14**), así como aire para incrementar la presión.



**Imagen 14.** Se ilustra la vagina artificial ya preparada para obtener el semen (Imagen: Dr. Antonio Porras).

Para la monta se utiliza un señuelo que puede ser una vaca que esté o no en celo, un maniquí e incluso un macho. Una vez que el toro monta el señuelo se desvía el pene hacia la entrada de la vagina artificial, permitiendo que el toro busque la entrada de la misma; al penetrarla se lanzará hacia delante en un empuje final que se acompaña con la eyaculación. El operador no debe introducir el pene en la vagina artificial, pues este error puede llegar a inhibir el empuje final (**Imagen 15**). El semen obtenido se debe colocar en baño maría para proceder a su evaluación.



**Imagen 15.** Uso de la vagina artificial para obtener el semen de toro  
(Imagen: Dr. Antonio Porrás).

**Electro-eyaculación.** La electroeyaculación se utiliza en los machos que no aceptan la vagina artificial, como es el caso de los bovinos de razas de carne no entrenados, o en machos incapacitados para la monta. Para efectuar la electro-eyaculación debe colocarse al toro en una prensa o sitio en el que se pueda inmovilizar adecuadamente (**Imagen 16**). Previo a la obtención del semen debe comprobarse que el orificio prepucial y la región circundante se encuentren limpios o de lo contrario habrá que lavar y secar bien la zona. Antes de introducir la sonda al recto es conveniente retirar el excremento que contiene –para mejorar la superficie de contacto– momento que puede aprovecharse para efectuar la palpación e inspección de los órganos genitales internos.

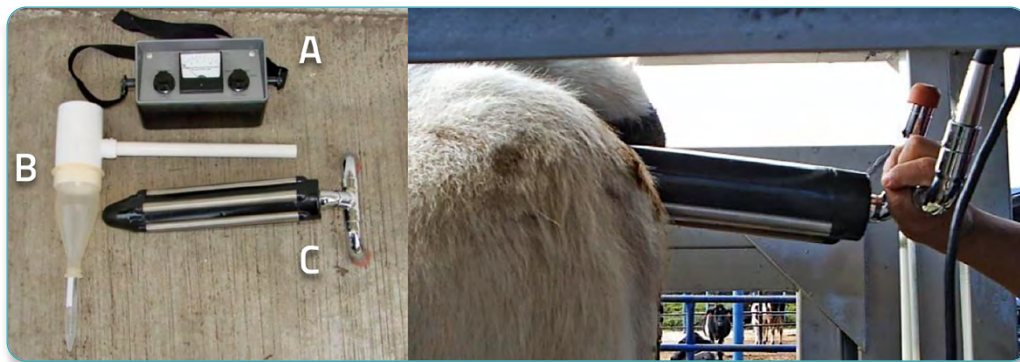


**Imagen 16.** Para efectuar la electro-eyaculación debe colocarse al animal en un sitio en el que se pueda inmovilizar de manera apropiada (Imagen: Dr. Antonio Porras).

La electro-eyaculación consiste en el estímulo eléctrico de los nervios que controlan los procesos de erección y eyaculación. Para provocar la eyaculación se introduce en el recto del toro una sonda cilíndrica que en la superficie tiene varios electrodos en forma de bandas longitudinales (**Imagen 17**). La sonda se conecta a una unidad de control que regula el paso de la corriente eléctrica a los electrodos de la sonda. La estimulación inicia con la aplicación de un estímulo eléctrico intermitente de baja intensidad, que irá aumentando gradualmente hasta que se produzca la eyaculación, que puede acompañarse o no de erección. Es importante señalar que el estímulo eléctrico es intermitente; cada estímulo, a una determinada intensidad, debe aplicarse solamente por dos a tres segundos antes de interrumpir la excitación y regresar a cero, donde se mantiene cerca de un segundo;



después se vuelve aplicar el estímulo; la estimulación a una determinada intensidad debe aplicarse cinco a 10 ocasiones antes de pasar a una intensidad más alta.



**Imagen 17.** Lado izquierdo: se observan los elementos que integran un equipo de electro-eyaculación. **A:** unidad de control para aplicar y regular el paso de la corriente eléctrica; **B:** dispositivo para la obtención de semen (bastón, cono de látex y tubo colector); **C:** sonda cilíndrica con electrodos longitudinales. Lado derecho: la sonda cilíndrica se introduce en el recto del animal para provocar la eyaculación (Imagen: Dr. Antonio Porras).

Antes de que se produzca la eyaculación ocurre la salida de gotas claras de secreción de las glándulas accesorias; la fracción rica en espermatozoides comienza a expulsarse después, y es la parte que se debe obtener. El semen se recupera con un dispositivo especial, provisto de un mango, al que se adapta un cono de hule látex que conduce el semen a un tubo de ensayo graduado; que debe estar protegido de la luz directa y mantenerse a temperatura adecuada (**Imagen 18**). El semen obtenido de esta manera, en general, tiene menor concentración espermática pero un mayor volumen de líquido seminal, que el obtenido con vagina artificial.



**Imagen 18.** Dispositivo para recuperar el semen al momento de la eyaculación, la cual puede acompañarse, o no, de erección (Imagen: Dr. Antonio Porras).

### Evaluación del semen

La evaluación macroscópica del semen comprende la apreciación del volumen obtenido, su apariencia o aspecto y su olor, mientras que la evaluación microscópica incluye la determinación de la concentración, la movilidad y la morfología espermática. En esta práctica sólo se realizará la evaluación macroscópica del semen, los procedimientos para llevar a cabo la evaluación microscópica se desarrollan en la **práctica 3: Evaluación y conservación de gametos**.

La evaluación de una muestra de semen debe efectuarse en condiciones adecuadas de temperatura entre 37 °C y 38 °C. El material que se utilice debe estar limpio, seco y a la misma temperatura en que se mantiene el semen. Las determinaciones deben efectuarse de inmediato y con cuidado.



## Evaluación macroscópica del semen

**Volumen.** En una muestra de semen, el volumen se determina por la lectura directa en la graduación del tubo de colecta. La cantidad seminal en el ganado bovino puede variar dentro de los límites relativamente amplios, aunque normalmente está dentro del rango de 5 a 8 ml.

**Aspecto o apariencia del semen.** Una muestra de semen, en su apariencia, depende de su color y consistencia; una muestra con poca concentración espermática es de consistencia acuosa, blanquecina, transparente o translúcida, mientras que una muestra con alta concentración espermática es de consistencia lechosa o cremosa, blanca u opaca. La presencia de polvo, sangre u orina pueden modificar el color del semen haciéndolo grisáceo, rojizo o amarillento.

**Olor.** El semen debe ser inodoro, cualquier olor representa una alteración. Si el eyaculado se ha contaminado, generalmente con líquido prepucial, tendrá un olor picante intenso (en particular en el cerdo), y en caso de infección bacteriana será de un olor fétido.

Existen diversos sistemas de calificación del semen de toros, entre los que destacan los propuestos por la Sociedad Americana de Teriogenología, la Asociación de Veterinarios del Oeste de Canadá y la Asociación Veterinaria Australiana. El sistema de calificación de la Sociedad Americana de Teriogenología únicamente toma en cuenta a la movilidad, la morfología espermática y la circunferencia escrotal para juzgar a los animales. La máxima calificación que se puede obtener por movilidad espermática es de 20 puntos, por morfología espermática de 40 puntos y por circunferencia escrotal, también, 40 puntos. Se considera que los toros tienen un potencial reproductor satisfactorio si reúnen 60 o más puntos, cuestionable si alcanzan en-





tre 30 a 59 puntos y no satisfactorio si logran 30 o menos puntos. Al respecto, una práctica sensata sería utilizar sólo sementales cuyas características seminales estén dentro de los rangos normales para la reproducción. Si un toro tiene características seminales por debajo de lo normal será necesario considerar que puede ser pasajero, y antes de establecer un juicio debe tenerse una seguridad razonable de que la muestra examinada es representativa del semen producido por el animal y que el examen se desarrolló en las condiciones adecuadas; de ser necesario, después, se debe volver a evaluar al semental.

### Evaluación de la libido y capacidad de servicio

La evaluación de la libido y la capacidad de servicio no se realizan de manera rutinaria durante la EiCR de un toro debido a que demandan tiempo para su ejecución, instalaciones adecuadas para su realización y, además, se debe contar con un número apropiado de hembras, de preferencia deben estar en celo, lo cual limita su empleo. Cuando la obtención del semen se hace utilizando la vagina artificial se puede evaluar la libido y la capacidad de monta de un semental observando el comportamiento del toro durante el procedimiento, registrando sus demostraciones de interés sexual, sus intentos de monta y las montas efectivas o servicios que realice en un lapso determinado.

La libido y la capacidad de servicio se evalúan colocando al macho en presencia de una hembra –que puede estar o no en celo– inmovilizada adecuadamente o libre dentro de un corral –si se trata de una hembra en celo–, de modo que el macho pueda actuar con plena libertad. Se observa con sumo cuidado el comportamiento del macho, registrando sus demostraciones de interés sexual, sus intentos de monta y los servicios o montas efectivas que realice dentro de



un lapso preciso. La duración del periodo de observación puede ser variable, pero se ha establecido que 10 minutos son suficientes para aportar la información adecuada, aunque un periodo de observación mayor puede ser necesario para definir el origen de algunas alteraciones de la capacidad de servicio. Chenoweth (1976) propuso la siguiente escala para calificar el comportamiento que manifiesta un macho durante su evaluación:

0. No muestra interés sexual durante el periodo de observación.
1. Muestra interés sexual en una ocasión.
2. Muestra interés sexual en más de una ocasión.
3. Muestra interés sexual persistente.
4. Efectúa una monta o intento de monta, sin servicio.
5. Efectúa dos montas o intentos de monta, sin servicio.
6. Más de dos montas o intentos de monta, sin servicio.
7. Un servicio sin interés sexual posterior.
8. Un servicio seguido de interés sexual, incluyendo montas o intentos de monta.
9. Dos servicios sin interés sexual posterior.
10. Dos servicios seguidos de interés sexual, incluyendo otras montas, intentos de monta u otros servicios.

Es recomendable efectuar la evaluación de un animal por lo menos en dos ocasiones, de preferencia en días diferentes, y retener los mejores resultados como indicadores de su libido y capacidad de servicio.

## Dictamen

Debe emitirse el dictamen acerca de la capacidad reproductiva de un semental observando con minucia los diferentes aspectos incluidos en su evaluación, las condiciones en las que se efectuó la evaluación y el sistema de reproducción en el que se pretenda utilizar el animal.

En cierto momento, un semental puede aparecer incompetente para la reproducción porque la evaluación se realizó en condiciones adversas. En otros casos será posible utilizar un macho imposibilitado para montar o con baja libido, empleando la electro-eyaculación para obtener el semen y realizar la inseminación artificial. Es necesario, con todo, tener en cuenta que, según la naturaleza del impedimento, puede existir el riesgo de transmitir a la descendencia características indeseadas.

## 7 Forma en que será evaluada la actividad

Las actividades a evaluar durante la EiCR del toro se encuentran en la siguiente **RÚBRICA**:

Actividad por evaluar	Desempeño inadecuado	Desempeño regular	Desempeño adecuado
Examen físico:	No realizado	Parcial o incompleto	Completo
<ul style="list-style-type: none"> <li>Se estimará su peso y su condición corporal,</li> <li>Se determinará la condición de sus aplomos y pezuñas.</li> <li>Se inspeccionará el estado de sus ojos y boca.</li> </ul>			
Puntos	0	1	2

continúa...



Actividad por evaluar	Desempeño inadecuado	Desempeño regular	Desempeño adecuado
<b>Examen del aparato reproductor</b>	<b>No realizado</b>	<b>Parcial o incompleto</b>	<b>Completo</b>
1. Condición del escroto y su contenido. <ul style="list-style-type: none"><li>● Se determinará la conformación y posición de la bolsa escrotal y su contenido.</li><li>● Se inspeccionará la condición del escroto.</li><li>● Se determinará por palpación, el número, forma, simetría y consistencia de los testículos.</li><li>● Se medirá la circunferencia escrotal.</li><li>● Por medio de la ecografía se realizará la inspección de los testículos y epidídimos.</li></ul>			
2. La condición del pene y prepucio. <ul style="list-style-type: none"><li>● Si es posible su exteriorización, se inspeccionará la condición del prepucio y del pene.</li></ul>			
3. La condición de los genitales internos. <ul style="list-style-type: none"><li>● Se ubicará, por palpación transrectal, la uretra pélvica, después se palparán las vesículas seminales y las ampollas de los conductos deferentes.</li><li>● Se realizará –por medio de la ecografía, por vía rectal– la inspección de los órganos genitales internos.</li></ul>			
<b>Puntos</b>	<b>0</b>	<b>1.5</b>	<b>3</b>

continúa...



Actividad por evaluar	Desempeño inadecuado	Desempeño regular	Desempeño adecuado
<b>Examen de la calidad del semen:</b>	No realizado	Parcial o incompleto	Completo
1. Obtención de semen con vagina artificial. <ul style="list-style-type: none"> <li>• ¿Cuál fue el comportamiento reproductivo del toro previo a la monta?</li> <li>• ¿Cuánto tiempo tardó el semental en montar al señuelo?</li> <li>• ¿Cuánto tiempo tardó el toro desde que montó hasta que eyaculó?</li> </ul>			
2. Evaluación del semen. <ul style="list-style-type: none"> <li>• Volumen.</li> <li>• Aspecto o apariencia.</li> </ul>			
<b>Puntos</b>	<b>0</b>	<b>1.5</b>	<b>3</b>
<b>Dictamen</b>	Sin dictamen	Dictamen parcial o incompleto	Dictamen completo
<b>Puntos</b>	<b>0</b>	<b>1</b>	<b>2</b>
<b>Puntos totales</b>		<b>Calificación final</b>	

Calificación	Puntos
Excelente	9 - 10
Notable	7 - 8
Aprobado	6
No aprobado	≤ 5



## 8 Bibliografía

- Ball L, Ott R, Mortimer R, Simons J. Manual for Breeding Soundness Examinations of Bulls. *Journal of the Society for Theriogenology*. 1983; 12:1-65.
- Barth A, Oko R. Abnormal morphology of bovine spermatozoa. Iowa (United States): Iowa State University Press; 1989.
- Chenoweth P. Consideration of behavioral aspects of the natural breeding bull. *Proc. Annu. Meet. Soc. for Theriogenology*. 1976;109-122.
- Hopkins F, Spitzer J. The New Society for Theriogenology Breeding Soundness Evaluation System. *Vet Clin North Am Food Anim Pract*. 1997;13(2):283-293. doi: 10.1016/s0749-0720(15)30341-8
- Porras A, Páramo R. Manual de Prácticas de Reproducción Animal. Rangel L, Alarcón M, Galina C, Hernández J, Valencia J, Balcázar J, Boeta M, Flores H. DF (México): Universidad Nacional Autónoma de México; 2009.
- Rangel L, Hernández J. Fisiología Reproductiva de los Animales Domésticos. Boeta M, Balcázar J, Cerbón J, Hernández J, Páramo R, Porras A, Salgado B, Valencia J, Zarco L. México: Universidad Nacional Autónoma de México; 2018.
- Silva M. Evaluación de la capacidad reproductiva del macho bovino. Yucatán (México): Universidad Autónoma de Yucatán; 1989.
- Wenkoff M. The Evaluation of Bulls for Breeding Soundness. 2d. ed. Ottawa (Canada): Canadian Veterinary Association; 1988.
- Youngquist R. Current Therapy in Large Animal Theriogenology. Philadelphia (United States): Saunders; 1997.



## 9 Caso

### Evaluación de la capacidad reproductiva en carneros antes del empadre

Autores: Antonio Porras y Octavio Mejía

#### ESCENARIO DEL CASO

La ECR se puede evaluar de manera directa, exponiendo al semental con un determinado número de hembras; luego se determina cuántas de ellas quedaron gestantes (porcentaje de gestación o fertilidad). Aunque no es una práctica común sobre todo cuando se tienen que evaluar varios sementales.

Otra posibilidad es la evaluación de manera indirecta (EiCR), en la que se realizan diversas pruebas al semental: un examen físico general, el examen del aparato reproductor, el examen de la calidad del semen y en la medida de lo posible el examen de la libido y capacidad de monta del semental. Significa que, basados en la historia clínica del animal y en la información obtenida en la EiCR, los técnicos de campo responsables de la selección de los animales podrán categorizar a los carneros por encima o por debajo de los valores mínimos establecidos para las características que más afectan la fertilidad. La EiCR en el carnero deberá realizarse dos meses antes del servicio o del inicio del empadre, esta práctica permitirá reponer con anticipación los animales que se descarten como resultado de la ECR.

El presente estudio de caso se enfocará en particular a la ECR, de manera directa e indirecta, tomando como ejemplo al carnero. Los detalles de cada examen se describen en la práctica, el alumnado deberá revisarlos previamente.



## EVALUACIÓN INDIRECTA DE LA CAPACIDAD REPRODUCTIVA DEL CARNERO

El estudio de caso se llevó a cabo en el Centro de Enseñanza, Investigación y Extensión en Producción Ovina (CEIEPO) de la FMVZ-UNAM, ubicado en el poblado de Tres Marías en el Estado de Morelos, México (latitud 19° 05'). El empadre de 2019 se realizó del 23 de septiembre al 11 de noviembre del 2019 (la duración del empadre fue de 49 días), la evaluación de la capacidad reproductiva de los sementales se llevó a cabo 50 días antes del inicio del empadre, la ECR incluyó; un examen físico general, el examen del aparato reproductor, la obtención y evaluación del semen, así como el examen de la libido y capacidad de monta de cada carnero (evaluación indirecta).

La EiCR inicio con el examen físico general y del aparato reproductor, los tres sementales seleccionados, para el presente estudio de caso, aprobaron de modo satisfactorio las pruebas correspondientes; por esa razón continuaron con la EiCR. A continuación se presentan los resultados de las pruebas de semen, libido y capacidad de monta.

**Obtención y evaluación de la calidad del semen.** De cada carnero se obtuvo semen en dos ocasiones, los días 16 y 23 de agosto del 2019, mediante el empleo de una vagina y un maniquí artificial. De cada muestra se evaluó: el volumen (ml), la movilidad en masa (0-5), el porcentaje de movilidad progresiva, (%), la viabilidad (% de espermatozoides vivos), la morfología (% de espermatozoides normales) y se estimó la concentración espermática (células/ml). En el **cuadro 1** se presentan los resultados.





**Cuadro 1.** Características seminales en dos evaluaciones

ID	Volumen (ml)	Movilidad en masa (0-5)	Movilidad progresiva (%)	Viabilidad (% células vivas)	Morfología (% células normales)	Concentración espermática (10 <sup>6</sup> /ml)
1	1.3	3	70	76	82	2260
1	1.7	5	90	87	93	2926
2	2.1	5	90	94	95	3580
2	2.2	5	90	98	97	3952
3	2.1	5	90	96	98	4106
3	1.8	4	80	85	94	3495

**Evaluación de la libido y capacidad de monta.** En la prueba de características seminales se usaron nueve ovejas adultas multíparas de entre tres y seis años, alojadas en un corral de 6x6 m<sup>2</sup>; tres de ellas, antes ya sincronizadas con esponjas intravaginales que contenían 20 mg de FGA, más la aplicación el día del retiro (día nueve) de 200 UI de eCG. Cada carnero fue expuesto a las hembras durante 30 minutos y los evaluadores se colocaron fuera del corral para el registro de las actividades. La **libido** se evaluó mediante la prueba de **tiempo de reacción**: momento desde que el macho tiene contacto por primera vez con la hembra hasta el instante que realiza la monta con eyaculación, y por el número de montas completas realizadas en el tiempo de exposición. La **capacidad de monta** se estimó tomando en consideración: habilidad de monta (coordinación, agilidad y eficiencia para la realización de la monta) (mala, regular y buena). En el **cuadro 2** se muestran los resultados.



**Cuadro 2.** Evaluación de la libido y capacidad de monta en carneros previo al empadre

Identificación del carnero	Raza	Edad (años)	Tiempo de reacción	Habilidad de monta
1	Katahdin	1.5	3'20"	Mala
1	Katahdin	1.5	8'00"	Buena
1	Katahdin	1.5	13'50"	Buena
2	Katahdin	3.5	2'15"	Buena
2	Katahdin	3.5	3'55"	Buena
2	Katahdin	3.5	5'30"	Buena
2	Katahdin	3.5	12'20"	Buena
2	Katahdin	3.5	19'50"	Buena
2	Katahdin	3.5	27'40"	Buena
3	Katahdin	4.5	2'00"	Buena
3	Katahdin	4.5	11'05"	Buena
3	Katahdin	4.5	15'10"	Buena
3	Katahdin	4.5	26'00"	Regular

### ACTIVIDAD 1

El alumnado debe realizar el dictamen del potencial reproductivo de cada carnero (satisfactorio, dudoso y no satisfactorio); se considerarán todos los aspectos incluidos en la evaluación indirecta de cada carnero, en particular, el propio dictamen de cada practicante.



## EVALUACIÓN DIRECTA DE LA CAPACIDAD REPRODUCTIVA DEL CARNERO

Entre el 23 de septiembre y el 11 de noviembre del 2019 –como ya se indicó– se realizó el empadre de 2019, que inició con la **detección de estros dos veces al día** (mañana y tarde) mediante la introducción de dos machos celadores a los corrales en donde se encontraban alojados los animales. Para evitar montas no deseadas, los machos celadores fueron cubiertos con un mandil. Se detectaron los **estros conductuales en 70 ovejas adultas** de la raza Katahdin. A cada hembra que presentó estro se le dio **monta controlada** con el carnero designado en dos ocasiones: las que se detectaron en estro, por la mañana, se les dio monta por la tarde (5 pm) y al otro día en la mañana (8 am); mientras que a las que presentaron celo por la tarde, recibieron monta por la mañana y la tarde del siguiente día. Para determinar el número y la proporción de las hembras gestantes que se obtuvieron con la utilización de cada carnero, se realizaron ecografías de imagen alrededor de los 60 días pos monta y estos resultados se confirmaron al momento del parto (**Cuadro 3**).

**Cuadro 3.** Fertilidad obtenida en el empadre

ID del macho	Número de ovejas servidas	Número de ovejas gestantes	Fertilidad (%)
1	20	12	60
2	25	22	88
3	25	19	76



## ACTIVIDAD 2

Los practicantes y las practicantes compararán el dictamen para cada carnero, en su ECR indirecta, con la fertilidad lograda después del empadre (ECR directa) y llegarán a sus propias conclusiones.

Entregarán un escrito, no mayor a tres cuartillas con sus respuestas sobre ambas actividades, e incluirán las siguientes preguntas:

- ▶ ¿Cómo influye la edad y la raza en el desempeño reproductivo de un carnero?
- ▶ ¿Cómo se pueden evaluar la capacidad de monta y la libido de un carnero?
- ▶ ¿Qué pruebas permiten evaluar directa e indirectamente la capacidad reproductiva de un semental?

Nota: incluir, en una cuartilla independiente a la del escrito, los apoyos bibliográficos empleados para fundamentar tu opinión.

## CONSIDERACIONES ÉTICAS

Se cuenta con el consentimiento del Dr. Octavio Mejía Villanueva del Centro de Enseñanza, Investigación y Extensión en Producción Ovina (CEIEPO) de la FMVZ-UNAM, para usar la información en el presente estudio de caso.



Prácticas de manejo  
reproductivo  
en animales domésticos

# Manejo de registros y cálculo de parámetros reproductivos en el ganado lechero

## P RÁCTICA 7

*Lucía Rangel  
Rafael Eduardo Paz Benito  
Alberto Balcázar Sánchez*



# Manejo de registros y cálculo de parámetros reproductivos en el ganado lechero

## PRÁCTICA 7

Autores: Lucía Rangel, Rafael Eduardo Paz Benito y Alberto Balcázar Sánchez



### 1 Introducción

Los registros y parámetros reproductivos son de suma importancia para evaluar el desempeño individual de los animales y, de forma integral, el desempeño de las unidades de producción animal.

A través de la consulta y evaluación de los parámetros reproductivos es posible identificar problemas, ya sean médicos o de manejo, que afectan un hato, para la toma de decisiones de índole médica o zootécnica. Con los registros es factible identificar, problemas abortivos, fallas en la detección de celos, pérdidas de la gestación, y animales repetidores, entre otros.

Si bien éste es un manejo, en especial, importante en bovinos y sistemas de producción de leche, y en la práctica se trabajará con re-



registros y parámetros de esta especie, es necesario que el alumnado considere que en otras especies productivas también es importante la implementación y el manejo de registros; y que existen parámetros y metas diferentes, de acuerdo con la especie y el fin zootécnico.

## 2 Objetivo

El alumnado calculará los parámetros reproductivos de vacas destinadas a la producción de leche, para evaluarlos e identificará aquellos que se encuentran fuera de los estándares. Será capaz de identificar afecciones reproductivas que alteran los parámetros estudiados, y en su caso, dar una recomendación de manejo para la resolución del problema descrito.

## 3 Actividades

Antes de la práctica, el alumnado deberá leer el texto del presente capítulo y elaborará un formulario, de una cuartilla, para el cálculo de los parámetros reproductivos de importancia en las vacas lecheras, en el que se incluirán las metas ideales para cada parámetro.

La práctica se desarrollará en un centro de cómputo, o en un salón, donde el profesor proporcionará al alumnado registros o tarjetas reproductivas de diferentes vacas lecheras, para que en equipos de dos a tres personas, que trabajarán de forma colaborativa, calculen los parámetros reproductivos solicitados por el profesor. Una vez realizados los cálculos, el alumnado identificará cuáles parámetros se encuentran fuera de los estándares establecidos, se discutirán las causas probables de ello, y se propondrán acciones de mejora. La actividad se evaluará de acuerdo con la **RÚBRICA** anexa.



Si durante la práctica no alcanzara para llevar a cabo la discusión de los hallazgos y propuestas, éstas se entregarán en forma escrita, junto con los cálculos realizados, una semana después de la práctica o de acuerdo con las indicaciones del docente responsable.

## 4 Habilidades y destrezas por adquirir

Con esta práctica el alumnado podrá interpretar los datos que se encuentran en la tarjeta reproductiva de una vaca productora de leche, y podrá calcular los parámetros esenciales para valorar el desempeño de la hembra y del hato en general.

Con los resultados obtenidos, además, podrá identificar los parámetros que se encuentran fuera de las metas de un hato lechero, y analizará las posibles causas y los manejos que podrían implementarse para mejorar la condición del animal y del hato.

## 5 Materiales

Formulario, centro de cómputo o tabletas para trabajo en el aula.

## 6 Desarrollo de la práctica

Para poder realizar el registro adecuado de la información, es necesario contar con sistemas de identificación animal, que permitan la correcta visualización de los mismos (**Imagen 1**). En la elaboración de los registros reproductivos, debe anotarse la información básica de la vaca, entre otros detalles: número de identificación, fecha de nacimiento, datos de la madre y el padre.





Imagen 1. Identificación de vacas con aretes (imágenes: \*Mabel Amber en Pexels, +<https://www.pexels.com/es-es/@pixabay/>).

Los datos recabados se registran en forma precisa y ordenada de modo que sea posible realizar evaluaciones individuales y de todo el hato. Los registros pueden hacerse en tarjetas (Imagen 2), libros, o programas de cómputo; la elección de ellos depende del personal y la unidad de producción en la que se trabaja.

REGISTRO REPRODUCTIVO			
RANCHO:		RAZA:	
NOMBRE o NÚMERO (ID)		ID. MADRE:	
FECHA DE NACIMIENTO:		ID. PADRE:	
1° CELO:		1° SERVICIO:	
PESO 1° CELO:		PESO 1° SERV:	
CLAVE	FECHA	OBSERVACIONES	

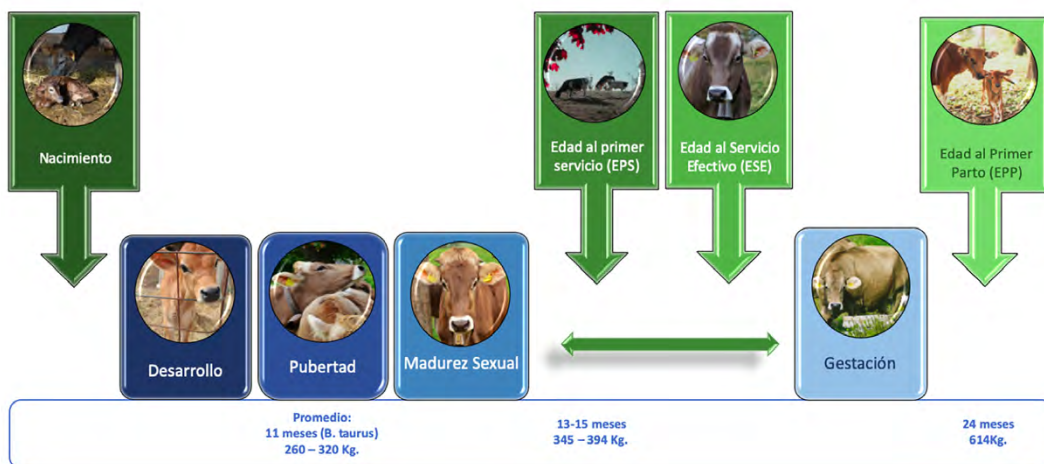
Imagen 2. Ejemplo de tarjeta reproductiva (Imagen: Beatriz Meza Gordillo y Lucía Rangel).

## Parámetros reproductivos en bovinos lecheros

Existen diversos parámetros reproductivos; es importante considerar que toda la información que podamos recabar y analizar nos ayuda a visualizar el desempeño individual y grupal de una forma más acertada. En consecuencia, mientras más parámetros se analicen más información se podrá obtener.

Lo usual, cuando se hacen los cálculos de los parámetros, los meses se contabilizan como 30.5 días, con el fin de homologar los días y evitar discrepancias.

En el caso de las vaquillas los registros suelen iniciarse con la **edad al primer parto (EPP)**, pero si la vaquilla se encuentra en el hato desde el nacimiento se puede recabar la información del desarrollo del animal, es decir los acontecimientos previos al primer parto, como **edad al primer servicio (EPS)** o **edad al servicio efectivo (ESE)** (**Imagen 3**).



**Imagen 3.** Parámetros referentes al desarrollo de las vaquillas (Imagen: Beatriz Meza Gordillo y Lucía Rangel).

La EPS se refiere a la fecha en la que se realizó la primera inseminación y la ESE se refiere al servicio en que la vaquilla quedó gestante (Imagen 4).

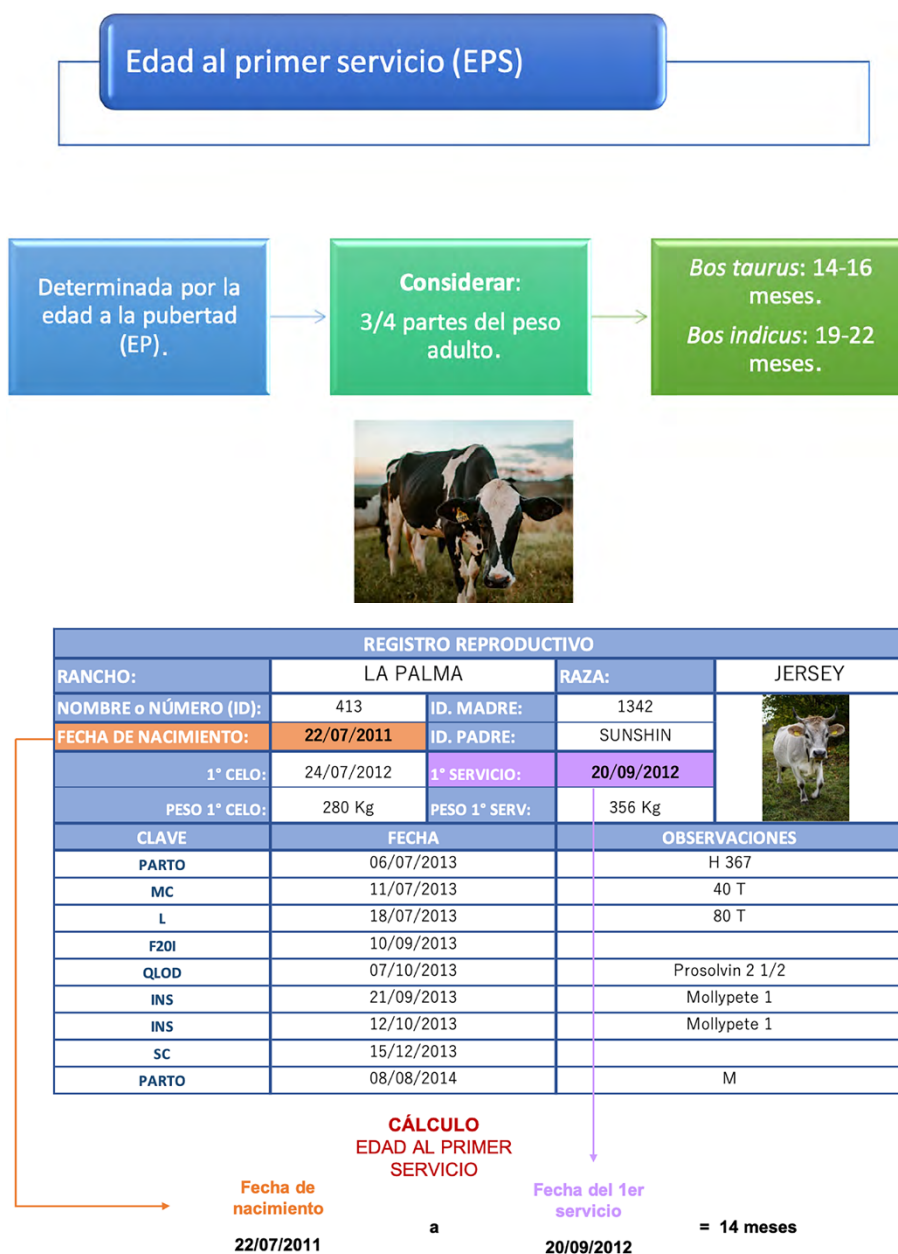



Imagen 4. Consideraciones, rango ideal y cálculo para la edad al primer servicio (EPS) (Imagen: Beatriz Meza Gordillo y Lucía Rangel).

Un dato indispensable de incluir en el registro es la **edad al primer parto (EPP)**, la cual es altamente influenciada por la EPS. Si este parámetro se aleja del rango ideal, 14 a 16 meses, indica que es necesario poner atención en el manejo que se da durante el desarrollo de las beceras. En la **imagen 5** se muestra el cálculo de la EPP con una tarjeta de registros estándar.

REGISTRO REPRODUCTIVO				
RANCHO:	LA PALMA		RAZA:	JERSEY
NOMBRE o NÚMERO (ID):	413	ID. MADRE:	1342	
FECHA DE NACIMIENTO:	22/07/2011	ID. PADRE:	SUNSHIN	
1° CELO:	24/07/2012	1° SERVICIO:	20/09/2012	
PESO 1° CELO:	280 Kg	PESO 1° SERV:	356 Kg	
CLAVE	FECHA		OBSERVACIONES	
PARTO	06/07/2013		H 367	
MC	11/07/2013		40 T	
L	18/07/2013		80 T	
F2OI	10/09/2013			
QLOD	07/10/2013		Prosolvin 2 1/2	
INS	21/09/2013		Mollypete 1	
INS	12/10/2013		Mollypete 1	
SC	15/12/2013			
PARTO	08/08/2014		M	

**CÁLCULO**  
EDAD AL PRIMER PARTO

Fecha de nacimiento      a      Fecha del 1er parto      = 24 meses  
 22/07/2011                                      06/07/2013

**Imagen 5.** Rangos ideales y cálculo de la edad al primer parto (EPP) (Imagen: Beatriz Meza Gordillo y Lucía Rangel).

Una vez que las vacas han parido se inicia el periodo posparto. A partir de este momento hay una serie de parámetros que deben registrarse (**Imagen 6**).



**Imagen 6.** Parámetros reproductivos en vacas posparto (Imagen: Beatriz Meza Gordillo y Lucía Rangel).

El posparto o puerperio, en un periodo en el que la vaca debe tener una evaluación estrecha y cuidadosa, ya que su curso es crítico para la fertilidad futura del animal. Durante este periodo ocurren dos hechos importantes, el inicio de la actividad ovárica y la involución uterina. La nutrición preparto y la condición corporal al parto son fundamentales para tener un puerperio sano.

Una vez que termina el periodo voluntario de espera, un manejo esencial es la detección de celos. Es importante evaluar la **eficiencia en la detección de estros** o la **tasa de detección de calores**, la cual indica la proporción de vacas observadas en estro, con respecto del total de vacas elegibles para que presenten estro en un periodo equivalente a la duración de un ciclo estral (21 días). Dentro de este parámetro se deben considerar los animales no inseminados, no gestantes, sin enfermedades reproductivas y con más de 60 días posparto. La meta es identificar 70% de las vacas en estro; sin embargo, es frecuente que se detecte sólo el 50% (**Imagen 7**).

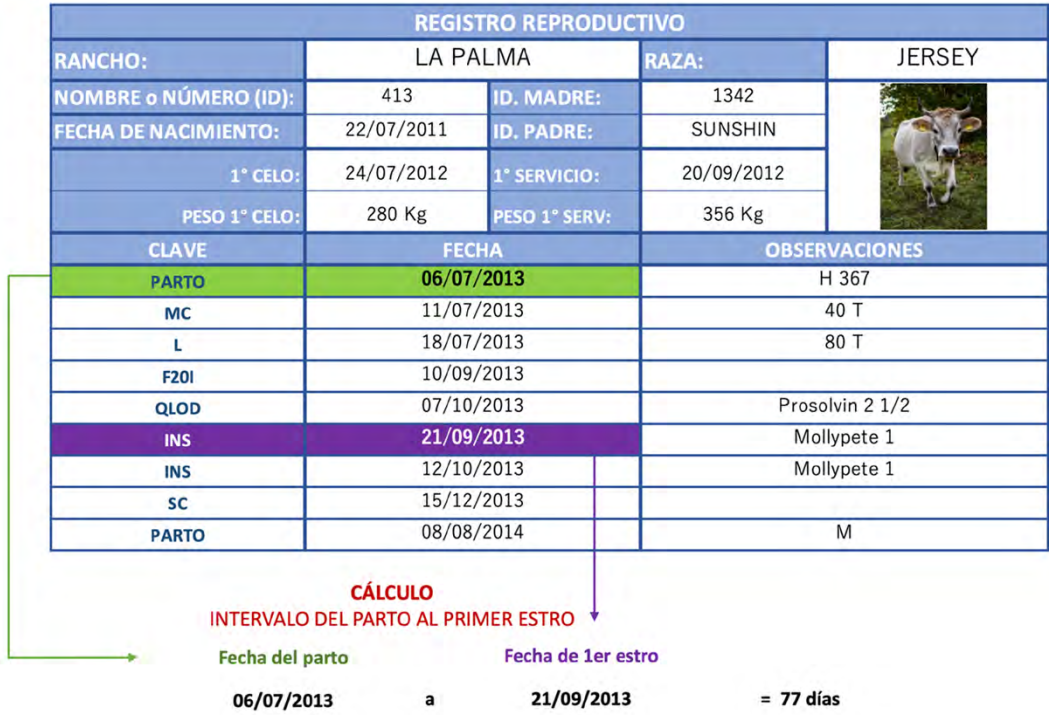


**Imagen 7.** Consideraciones de la eficiencia en la detección de celos (Imagen: Lucía Rangel).

Desde el inicio del periodo de servicios es importante registrar la fecha de cada uno de los celos y servicios que muestren las vacas.

Si una vaca presenta celo después del servicio nos indica que no quedó gestante y que debe servírsele nuevamente. Por lo que, una herramienta útil para determinar qué animales deben pasar a servicio y cuáles deben destinarse al diagnóstico de gestación, es el **no retorno al estro**.

Registrar la fecha de presentación del **primer estro posparto** es muy útil para que los médicos veterinarios responsables descarten problemas de anestro en los animales (**Imagen 8**).



**Imagen 8.** Cálculo para el intervalo del parto al primer estro (IPPE) en vacas (Imagen: Beatriz Meza Gordillo y Lucía Rangel).

Es imprescindible considerar que, en general, la actividad ovárica reinicia antes de que se haya completado la involución uterina, de ahí que en las explotaciones se establecen periodos voluntarios de espera; significa que aun cuando las vacas presenten celos no se les da servicio, para esperar a que concluya la regeneración del útero y la fertilidad sea mayor. En la actualidad, el periodo voluntario de espera para ganado de leche es de 50 a 60 días, contados a partir del parto. Con la fecha del primer servicio es posible estimar el intervalo del parto al primer servicio (PPS), o días a primer servicio (DPS) (Imagen 9), este intervalo es un buen indicador del manejo del puerperio.



### Días del parto al primer servicio (PPS)

#### Depende de:

La aparición del primer estro posparto.

El período voluntario de espera.


#### Considerar período voluntario de espera:

50 a 60 días.

NO dar servicio antes de la involución uterina.

#### Limitante:

3, máximo 4 celos.

REGISTRO REPRODUCTIVO			
RANCHO:	LA PALMA		RAZA: JERSEY
NOMBRE o NÚMERO (ID):	413	ID. MADRE:	1342
FECHA DE NACIMIENTO:	22/07/2011	ID. PADRE:	SUNSHIN
1° CELO:	24/07/2012	1° SERVICIO:	20/09/2012
PESO 1° CELO:	280 Kg	PESO 1° SERV:	356 Kg
			
CLAVE	FECHA	OBSERVACIONES	
PARTO	06/07/2013	H 367	
MC	11/07/2013	40 T	
L	18/07/2013	80 T	
F20I	10/09/2013		
QLOD	07/10/2013	Prosolvin 2 1/2	
INS	21/09/2013	Mollypete 1	
INS	12/10/2013	Mollypete 1	
SC	15/12/2013		
PARTO	08/08/2014	M	

#### CÁLCULO DÍAS A PRIMER SERVICIO

Fecha del parto

06/07/2013

a

Fecha de 1er servicio

21/09/2013

= 77 días

**Imagen 9.** Consideraciones y cálculo para el intervalo de días del parto al primer servicio (PPS) en vacas (Imagen: Beatriz Meza Gordillo y Lucía Rangel).





Una vez que la vaca ha reiniciado su actividad ovárica, un buen indicador de la salud reproductiva es el **intervalo entre servicios (IES)** consecutivos, el cual permite evaluar la eficiencia y precisión en la detección de calores.

Las vacas entran en estro en promedio cada 21 días. Se espera que todas las vacas inseminadas no gestantes regresen al estro en un intervalo de 21 días (18 a 24 días); sin embargo, en el mejor de los casos entre 65 y 75 % de las vacas muestran este intervalo entre servicios. Una proporción alta de las vacas presentan diferentes intervalos entre servicios (**Imagen 10**):

- El servicio se puede presentar después de los 25 a 35 días del servicio precedente, considerándose como un intervalo entre servicios largo. La principal causa de que una vaca presente esta condición es que ocurre una muerte embrionaria después del día 18, cuando ya se había realizado el rescate del cuerpo lúteo que mantendría la gestación. De ese modo, al ocasionarse la muerte embrionaria se desencadena una luteólisis tardía.
- Otra causa de **IES** superiores a lo normal es una deficiente técnica de detección de calores, es decir la no detección del retorno al estro de los animales. En ese caso, el **IES** ocurre en múltiplos de 21 días, con rangos de 36 a 48 días (intervalos dobles).
- Algunos animales, de manera contraria, pueden presentar **IES** menores a 17 días, considerándose como intervalos cortos. Estas circunstancias indican que los animales se inseminan sin verificar, en realidad, si se encuentran en estro, o en algunos casos se deben a que se presentan quistes foliculares. Aproximadamente 10 % de los animales de un hato puede presentar **IES** cortos.

**Intervalo entre estros (IEE)**

**Duración normal**  
Promedio: 21 días.  
Rango: 18 a 24 días.

**Mayor duración**  
Mortalidad embrionaria: después del día 16, 25-30 días en promedio.  
CL de vida media larga: hasta 50 días.  
Fallas en la detección: falso anestro, múltiplos de 21 días.

**Menor duración**  
Quistes foliculares: menos de 17 días.  
CL de vida media corta: 10 días.

REGISTRO REPRODUCTIVO			
<b>RANCHO:</b>	LA PALMA		<b>RAZA:</b> JERSEY
<b>NOMBRE o NÚMERO (ID):</b>	413	<b>ID. MADRE:</b>	1342
<b>FECHA DE NACIMIENTO:</b>	22/07/2011	<b>ID. PADRE:</b>	SUNSHIN
<b>1° CELO:</b>	24/07/2012	<b>1° SERVICIO:</b>	20/09/2012
<b>PESO 1° CELO:</b>	280 Kg	<b>PESO 1° SERV:</b>	356 Kg
<b>CLAVE</b>	<b>FECHA</b>	<b>OBSERVACIONES</b>	
PARTO	06/07/2013	H 367	
MC	11/07/2013	40 T	
L	18/07/2013	80 T	
F2OI	10/09/2013		
QLOD	07/10/2013	Prosolvín 2 1/2	
INS	21/09/2013	Mollypete 1	
INS	12/10/2013	Mollypete 1	
SC	15/12/2013		
PARTO	08/08/2014	M	

**CÁLCULO INTERVALO ENTRE ESTROS**

Fecha 1er servicio: 21/09/2013

Fecha 2do servicio: 12/10/2013

a = 21 días

**Imagen 10.** Cálculo y factores que afectan el intervalo entre servicios (IES) en vacas posparto (Imagen: Beatriz Meza Gordillo y Lucía Rangel).



Al concluir el periodo voluntario de espera se inicia el **periodo de servicios**, que debe durar entre 60 y 70 días, durante los cuales se dispondría de tres a cuatro ciclos estrales para dejar gestantes a los animales. El periodo de servicios se alarga si existen fallas en la detección de calores o estros, inseminaciones deficientes, o los animales presentan afecciones que les impidan ciclar normalmente y/o quedar gestantes.

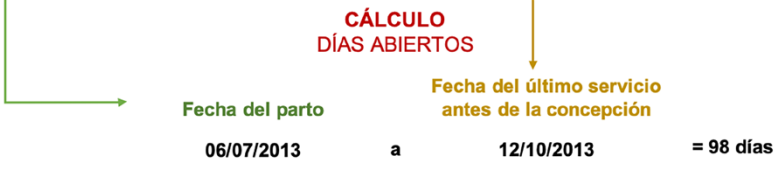
Otro estimador muy útil es el de **días abiertos (DA)**, que nos indica el tiempo que transcurre desde el parto hasta que la vaca queda gestante de nuevo. Los **DA** se alargan siempre que existen patologías durante el puerperio y baja eficiencia en la detección de estros. Los periodos abiertos largos repercuten en la producción láctea y representan pérdidas económicas significativas para los productores.

El cálculo de los **DA** considera el periodo transcurrido entre el día del parto y el último servicio antes de confirmar la gestación; también se le conoce como **intervalo del parto al servicio efectivo**. Para ver los valores del hato pueden considerarse sólo los animales gestantes o puede tomarse en cuenta a las vacas gestantes y a aquellas que aún no han quedado preñadas. La meta de toda explotación es de 130-150 días abiertos (**Imagen 11**). Una consecuencia lógica de los días abiertos es que se incremente el **intervalo entre partos**.

Con aquellos animales a los que se les ha realizado el diagnóstico de gestación, entre los días 45 y 60 pos-servicio, es posible calcular el **porcentaje de concepción a primer servicio (% CPS)** (**Imagen 12**), que se estima considerando el número de vacas gestantes a primer servicio, respecto del número total de vacas que recibieron el primer servicio. A este parámetro también se le conoce como **relación de vacas gestantes del total inseminado (G/IA)**.



REGISTRO REPRODUCTIVO			
RANCHO:	LA PALMA		RAZA: JERSEY
NOMBRE o NÚMERO (ID):	413	ID. MADRE:	1342
FECHA DE NACIMIENTO:	22/07/2011	ID. PADRE:	SUNSHIN
1° CELO:	24/07/2012	1° SERVICIO:	20/09/2012
PESO 1° CELO:	280 Kg	PESO 1° SERV:	356 Kg
CLAVE	FECHA	OBSERVACIONES	
PARTO	06/07/2013	H 367	
MC	11/07/2013	40 T	
L	18/07/2013	80 T	
F20I	10/09/2013		
QLOD	07/10/2013	Prosolvín 2 1/2	
INS	21/09/2013	Mollypete 1	
INS	12/10/2013	Mollypete 1	
SC	15/12/2013		
PARTO	08/08/2014	M	



**Imagen 11.** Metas y cálculo para días abiertos (DA) en vacas posparto (Imagen: Beatriz Meza Gordillo y Lucía Rangel).



### Porcentaje de concepción a primer servicio (% CPS)

$$\% \text{ CPS} = \frac{\# \text{ de vacas gestantes al primer servicio}}{\# \text{ de vacas que recibieron el primer servicio}} \times 100$$

**Imagen 12.** Fórmula para el porcentaje de concepción a primer servicio (% CPS) en vacas (Imagen: Lucía Rangel).

Si se considera que la meta para el **intervalo entre partos (IP)** es de 13.5 meses, es posible estimar el número de animales que deben gestarse por mes, al dividir el número de vacas del hato entre dicho intervalo. Al calcular el **porcentaje de vacas inseminadas** por mes y compararlo con el porcentaje de animales gestantes por mes en el hato, se puede saber si se están detectando los celos de manera precisa, y si las inseminaciones están llevándose a cabo adecuadamente, o se tienen porcentajes de fertilidad menores al 30% por inseminación.

**EJEMPLO:** Si se tiene un hato de 1000 vacas y la meta de intervalo entre partos es de 13.5 meses, deberán gestarse 74 animales por mes ( $1000/13.5 = 74.07 = 74$ ).

Si se considera que actualmente el porcentaje de fertilidad por IA es de 30%, se deben dar tres servicios por animal.

Habrá que dar 222 inseminaciones al mes para gestar 74 animales mensualmente ( $74 \times 3 = 222$ ).



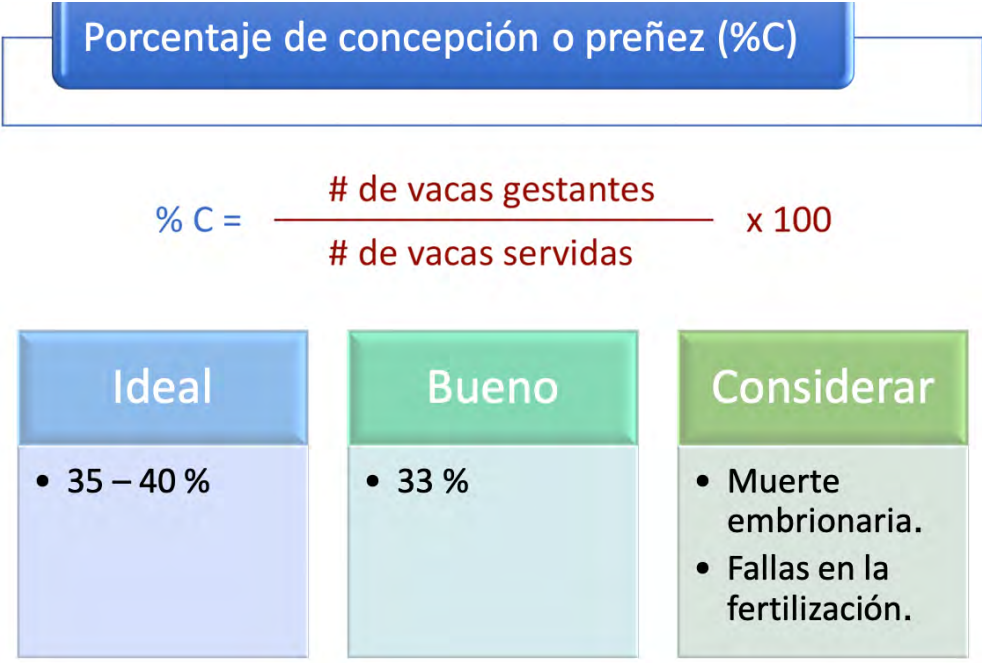
Otro parámetro importante es el **porcentaje de vacas gestantes**, que permite evaluar el número de animales gestantes en cualquier momento del año, el cual debe ser cercano al 50%. Porcentajes de gestación menores al 50% se ocasionan por problemas de baja fertilidad. Al calcular este parámetro es importante considerar que el diagnóstico de gestación normalmente se realiza a los dos meses de edad gestacional, y que deben incluirse a las vacas secas. Del mismo modo que para el porcentaje de vacas inseminadas, para el porcentaje de vacas gestantes, primero, es muy útil establecer la meta del hato:

**EJEMPLO:** En un hato con 1000 vacas, cuya meta del IP es de 13.5 meses, se deben gestar 74 animales por mes ( $1000/13.5 = 74.07 = 74$ ). Es decir, que cada mes deberán quedar gestante el 7.4% de los animales del hato, y si solo podemos determinar la gestación de un animal durante siete de los nueve meses que dura la gestación,  $7 * 7.4\% = 52\%$ . Esto significa que en cualquier momento el porcentaje de gestación del hato debe ser del 52% de los animales.

Otra forma de calcular lo anterior, es que al momento de hacer el diagnóstico de gestación o una confirmación se obtiene el número total de animales gestantes por semana y esto se multiplica por 4.3 que equivale al número de semanas promedio que tiene un mes.

El **porcentaje de concepción (% C)** se refiere al total de vacas gestantes, del total de vacas inseminadas. El resultado esperado debe ser de 35 a 40%, sin embargo, es común encontrar dicho parámetro

en un 30%. Cuando el porcentaje de concepción es bajo debe relacionarse con falla en la fertilización, mala calidad de semen, mala técnica de inseminación o momento inadecuado y muerte embrionaria (Imagen 13).



**Imagen 13.** Metas y consideraciones del porcentaje de concepción (% C) (Imagen: Lucía Rangel).

La tasa de preñez o de gestación (TP o TG) nos indica el total de vacas gestantes de todas aquellas elegibles para recibir el servicio: todas las que presentan estro. Se calcula multiplicando el porcentaje de concepción por el porcentaje de eficiencia en la detección de estros y el resultado se divide entre 100.

Sería ideal que la tasa de preñez y el porcentaje de concepción fueran iguales, aunque no es posible, ya que la eficiencia en la detección de estros es menor de 100%. La TP en hatos lecheros se encuentra de forma aceptable alrededor del 20% (Imagen 14).

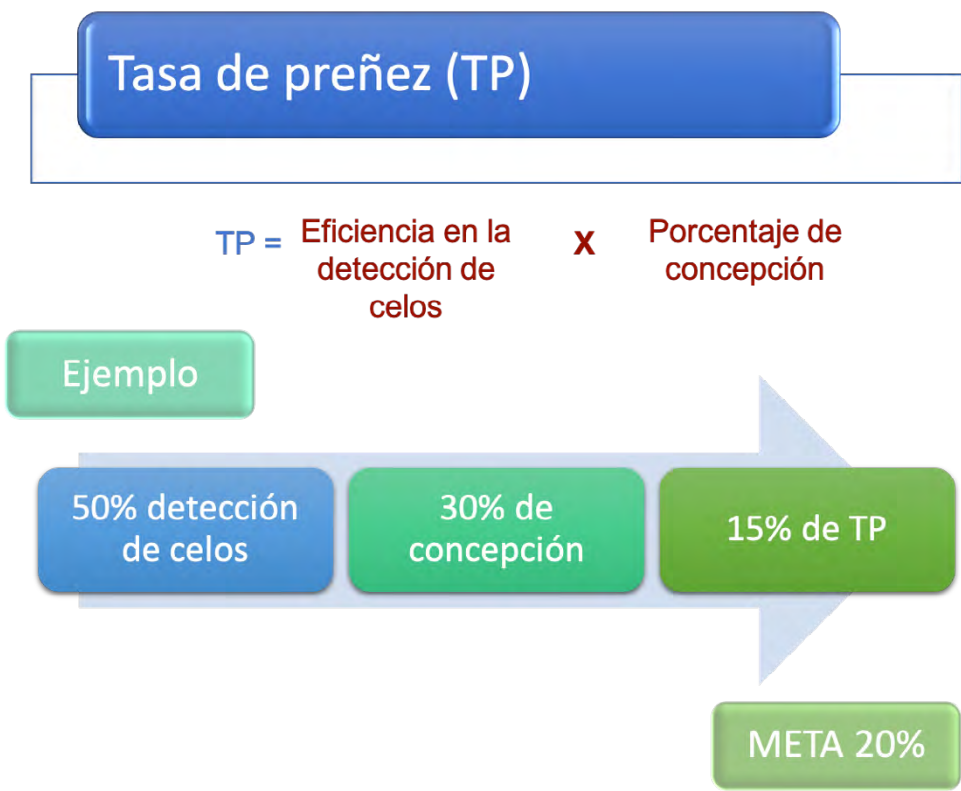


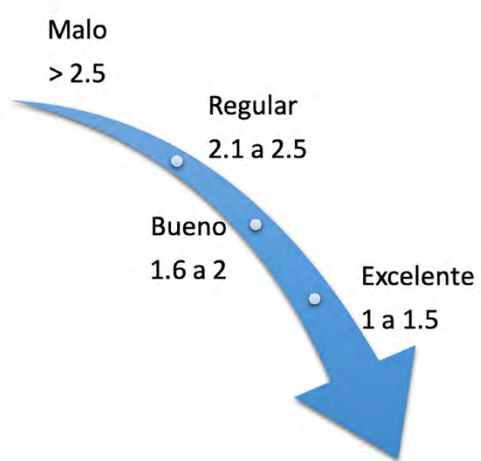
Imagen 14. Tasa de preñez (TP) (Imagen: Lucía Rangel).

Para evaluar la eficiencia en la inseminación, es útil calcular el número de servicios por concepción (SPC), que se refiere al número de servicios que recibe una hembra para quedar gestante (Imagen 15).

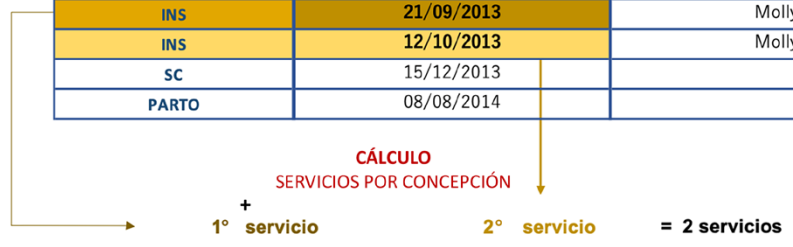


**Servicios por concepción (SPC)**

$$SPC = \frac{\text{\# de servicios dados a un grupo de vacas}}{\text{\# de vacas diagnosticadas gestantes}}$$



REGISTRO REPRODUCTIVO			
RANCHO:	LA PALMA		RAZA: JERSEY
NOMBRE o NÚMERO (ID):	413	ID. MADRE:	1342
FECHA DE NACIMIENTO:	22/07/2011	ID. PADRE:	SUNSHIN
1° CELO:	24/07/2012	1° SERVICIO:	20/09/2012
PESO 1° CELO:	280 Kg	PESO 1° SERV:	356 Kg
CLAVE	FECHA	OBSERVACIONES	
PARTO	06/07/2013	H 367	
MC	11/07/2013	40 T	
L	18/07/2013	80 T	
F2OI	10/09/2013		
QLOD	07/10/2013	Prosolvín 2 1/2	
INS	21/09/2013	Mollypete 1	
INS	12/10/2013	Mollypete 1	
SC	15/12/2013		
PARTO	08/08/2014	M	



**Imagen 15.** Metas y cálculo de servicios por concepción (SPC) (Imagen: Beatriz Meza Gordillo y Lucía Rangel).




Uno de los parámetros más importantes es el **intervalo entre partos (IEP)**, ya que está relacionado directamente con muchos otros indicadores, como la duración de la gestación ( $280 \pm 5$  días), la involución uterina (lo usual,  $40 \pm 5$  días) y el reinicio de la actividad ovárica. Sin embargo, el IEP por sí sólo no permite realizar una evaluación de problemas reproductivos.

Debe considerarse que la vaca lechera requiere grandes cantidades de energía para la producción láctea; en general, el periodo voluntario de espera termina cuando la producción láctea es mayor. Y en ese momento la fertilidad puede afectarse; por esa razón, el IEP puede alterarse. También se ha visto que los porcentajes de mortalidad embrionaria, desde la fertilización hasta el día 45, pueden ser del 40%, hecho que alarga el IEP.

De manera tradicional, se indica que debe haber un becerro por vaca por año, lo que implicaría que el IEP fuera de 12 meses, sin embargo, para tener un IEP = a 12 meses los animales tienen que secarse cuando la producción láctea es aún elevada; y los primeros servicios posparto deben darse alrededor del día 45. Un primer servicio tan temprano ocasiona bajas fertilidades. Por lo anterior, en la actualidad se estipula que la meta para el IEP es de 13.5 meses, con lo que se han obtenido mejores resultados (**Imagen 16**).

Una manera práctica de medir la eficiencia del hato sin evaluar a las hembras, es determinar el número de becerros nacidos (**porcentaje de nacimientos, % N**), con respecto al número de vacas servidas (**Imagen 17**).

REGISTRO REPRODUCTIVO				
RANCHO:	LA PALMA		RAZA:	JERSEY
NOMBRE o NÚMERO (ID):	413	ID. MADRE:	1342	
FECHA DE NACIMIENTO:	22/07/2011	ID. PADRE:	SUNSHIN	
1° CELO:	24/07/2012	1° SERVICIO:	20/09/2012	
PESO 1° CELO:	280 Kg	PESO 1° SERV:	356 Kg	
CLAVE	FECHA	OBSERVACIONES		
PARTO	06/07/2013	H 367		
MC	11/07/2013	40 T		
L	18/07/2013	80 T		
F20I	10/09/2013			
QL0D	07/10/2013	Prosolvín 2 1/2		
INS	21/09/2013	Mollypete 1		
INS	12/10/2013	Mollypete 1		
SC	15/12/2013			
PARTO	08/08/2014	M		

**CÁLCULO INTERVALO ENTRE PARTOS**

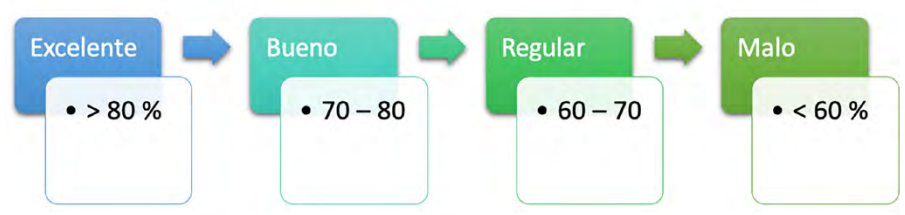
Fecha del 1er parto: 06/07/2013      Fecha del 2do parto: 08/08/2014

= 398 días

**Imagen 16.** Cálculo de intervalo entre partos (IEP) (Imagen: Beatriz Meza Gordillo y Lucía Rangel).

**Porcentaje de nacimientos (%N)**

$$N = \frac{\text{\# de becerros nacidos}}{\text{\# de vacas servidas}} \times 100$$



**Imagen 17.** Cálculo y metas ideales para el porcentaje de nacimientos (% N) (Imagen: Lucía Rangel).



El **porcentaje de desecho** es un parámetro que evalúa la cantidad de animales que son eliminados del hato, de manera involuntaria o voluntaria. Este parámetro debe encontrarse alrededor de un 30% anual o 2.5% mensual. Un incremento en el desecho puede indicar que se están eliminando vacas muy pronto; por otro lado, un porcentaje de desecho muy bajo puede asociarse con la conservación de animales por periodos muy largos, aun cuando hayan dejado de ser rentables para la producción.

Se entiende por **porcentaje de vacas secas** aquellas que no están produciendo leche. En este grupo de animales se incluyen las vacas próximas al parto (12.5%), en las que ha cesado la producción de leche, y las vaquillas de reemplazo (2.5%). Para un hato normal, el porcentaje de animales en periodo de secado (corral de las vacas secas) debe ser de 15% en cualquier momento del año. Este es un buen indicador del estado reproductivo del hato, ya que es reflejo del número de animales gestantes por mes.

Los **días en leche** son el promedio de días de lactación en el hato, y refleja la uniformidad de gestaciones a lo largo del año. Se obtiene al sumar los días de producción láctea de cada una de las hembras y dividirlos entre el número total de vacas del hato. El rango ideal de días en leche va de 160 a 170 días, en cualquier momento del año. Un incremento en los días en leche puede ser causado por problemas de fertilidad que ocasionan un mayor número de días abiertos.

## 7 Forma en que será evaluada la actividad

La evaluación de las diferentes actividades se realizará mediante las siguientes **RÚBRICAS**:



Integrantes: \_\_\_\_\_  
 \_\_\_\_\_  
 \_\_\_\_\_

Desempeño	Excelente (1 punto)	Adecuado (0.5 de punto)	Inadecuado (0 puntos)	Puntaje y comentarios
Elaboración del formulario	En el formulario se describe correctamente cómo se calculan los parámetros, es ordenado y contiene al menos 15 parámetros a calcular.	El formulario describe correctamente cómo se calculan los parámetros, pero le faltan de 1 a 3 parámetros.	El formulario no describe de manera adecuada cómo calcular los parámetros, y/o está desordenado, además de tener menos de 12 parámetros.	
Inclusión de las metas de los parámetros	El formulario contiene los valores ideales para cada parámetro incluido.	Faltó la inclusión de 1 a 3 valores ideales.	Se incluyeron menos de 12 valores ideales correspondientes a los parámetros a evaluar.	
<b>TOTAL (equivalente al 20% final).</b>				

Desempeño	Excelente (1 punto)	Adecuado (0.5 de punto)	Inadecuado (0 puntos)	Puntaje y comentarios
Cálculo de parámetros	Se calcularon todos los parámetros solicitados.	Se calcularon la mitad de los parámetros solicitados.	No se calcularon o sólo se tomaron en cuenta menos de la mitad de los parámetros solicitados.	
Precisión en los parámetros calculados	Más del 90 % de los parámetros calculados fue correcto.	Entre el 89 y el 70 % de los parámetros calculados fue correcto.	Menos del 69 % de los parámetros calculados fue correcto.	

continúa...



Desempeño	Excelente (1 punto)	Adecuado (0.5 de punto)	Inadecuado (0 puntos)	Puntaje y comentarios
Identificación de parámetros fuera de rango	Se identificaron todos los parámetros que se encuentran fuera de rango.	Se identificó la mitad de los parámetros que se encuentran fuera de rango.	Se identificó menos de la mitad de los parámetros que se encuentran fuera de rango.	
Identificación de la repercusión de los parámetros fuera del estándar	Describieron de manera correcta la repercusión de cada uno de los parámetros encontrados fuera del estándar.	No identificaron la totalidad de los parámetros que se encuentran fuera del estándar.	No incluyeron la identificación de parámetros fuera del estándar.	
Diagnóstico de causas probables que afectan los parámetros reproductivos	Realizaron un correcto y detallado diagnóstico de las posibles causas de que los parámetros reproductivos estén fuera del rango normal.	La interpretación de las posibles causas de que los parámetros reproductivos estén afectados fue muy somera.	No se realizó el diagnóstico de las causas que afectaron los parámetros reproductivos, o bien la interpretación fue errónea.	
Propuesta de acciones de mejora	Realizaron una correcta y detallada propuesta de acciones para mejorar los parámetros que se encuentran fuera del estándar.	No todas las propuestas realizadas fueron las idóneas para el caso evaluado.	No incluyeron acciones encaminadas a mejorar los parámetros reproductivos.	
Ortografía, presentación y bibliografía	NOTA: estos puntos son un extra que puede subir o bajar la calificación, de acuerdo al desempeño del equipo.			
<b>TOTAL (equivalente al 40% final).</b>				
<b>Calificación final.</b>				

## 8 Bibliografía

- Bustillo J, Melo J. Parámetros reproductivos y eficiencia reproductiva en ganado bovino [tesis de pregrado]. Villavicencio (COL): Universidad Cooperativa de Colombia; 2020.
- Hernández J. Fisiología clínica de la reproducción de bovinos lecheros. CDMX (México): Universidad Nacional Autónoma de México; 2016.
- Mazzucchelli F, Parrilla G, Pérez-Salas J. Apuntes sobre interpretación de los índices de eficiencia reproductiva en el ganado vacuno de leche. CYSB [Internet]. 2022 [citado 29 Septiembre 2022]; 30(13):40-47. Disponible en: <https://ganaderiasos.com/wp-content/uploads/2022/03/APUNTES-SOBRE-INTERPRETACION-DE-LOS-INDICES-DE-EFICIENCIA-REPRODUCTIVA-EN-EL-GANADO-VACUNO-DE-LECHE-.pdf>
- Rangel L, Hernández J. Fisiología Reproductiva de los Animales Domésticos. Boeta M, Balcázar J, Cerbón J, Hernández J, Páramo R, Porras A, Salgado B, Valencia J, Zarco L. CDMX (México): Universidad Nacional Autónoma de México; 2018.



## 9 Caso

### Evaluación y cálculo de registros y parámetros reproductivos de vacas lecheras

Autores: Lucía Rangel, Rafael Paz y Katia Montoya

#### APRENDIZAJES

El alumnado interpretará, con este caso, los datos que se encuentran en las tarjetas reproductivas de un grupo de vacas productoras de leche, y calculará los parámetros esenciales para valorar el desempeño de las hembras y del hato.

Con los resultados obtenidos, además, podrá identificar los parámetros que se encuentran fuera de las metas de una explotación lechera, y analizará las posibles causas y los manejos que podrían implementarse para mejorar la condición del animal y del hato.

#### ESCENARIO DEL CASO

Al término de tus estudios en Medicina Veterinaria y Zootecnia, has conseguido un empleo como médico veterinario en el establo lechero de El tambo, ubicado en el Estado de Hidalgo. Tu trabajo será como responsable del área de reproducción, situación que te tiene sumamente entusiasmado.

Aprendiste en la materia de Reproducción Animal que lo primero que debes realizar para determinar tu estrategia de trabajo –y poder mostrar una mejora en la condición reproductiva del hato– es la evaluación de los registros reproductivos.





El tambo tiene una estructura particular e inusual, ya que se encuentra dividido en dos pequeños hatos, cada uno bajo el control de un encargado diferente. El primer hato lo atiende Don Severino, un señor que ha estado en El tambo por más de 30 años, y quien en opinión del propietario ha sido un trabajador inmejorable. El segundo hato se encuentra bajo la dirección de Tranquilino, un empleado de 22 años de edad, que ha estado muy ocupado, porque se fugó hace año y medio con la cocinera de El tambo y pronto será papá por segunda ocasión. En ambos hatos la inseminación artificial de las hembras la lleva a cabo el compadre del propietario. Y el resto de los manejos están a cargo de los propios responsables, incluido el diagnóstico de celos, que se hace de forma visual.

A partir de cuanto se ha precisado antes, decides revisar tus apuntes sobre evaluación de parámetros reproductivos, y haces un formulario que te facilite el cálculo. Incluyes, también, los valores de las metas a alcanzar en cada parámetro, para poder identificar con facilidad cuando algún parámetro está fuera de referencia. Le solicitas a ambos encargados, finalmente, que te entreguen los registros de sus respectivos hatos y te dispones a evaluarlos y analizar los resultados. Manejarás, pues, cada hato en forma independiente, de modo que los puedas comparar.

Cada hato está integrado por las tarjetas reproductivas de ocho animales (**Anexo 1**).

Las claves utilizadas en las tarjetas se describen en el siguiente **CUADRO**:



Claves:		Claves:	
UN	Útero normal	F	Folículo
M	Metritis	CL	Cuerpo Lúteo
MP	Metritis posparto	OE	Ovario estático
L	Limpia	RE	Retorno al estro
Gx	Gestación	PD	Parto distócico
RP	Retención placentaria	M	Macho
Parto	Parto	H (ID)	Hembra (# identificación)
Seca	Seca	F5	Folículo 5 mm
LU	Lavado uterino	F10	Folículo 10 mm
INS	Inseminación	F15	Folículo 15 mm
SC	Servicio confirmado	F20	Folículo 20 mm
OD	Ovario derecho	OK	Bien
OI	Ovario izquierdo		

### ACTIVIDADES

Para el hato que conduce Don Severo ya se realizaron los cálculos de los parámetros reproductivos que se encuentran en el siguiente cuadro. Debes realizar el cálculo de los mismos parámetros para el hato manejado por Tranquilino, y para ello considera que un mes equivale a 30.5 días, y la eficiencia en la detección de calores es de 50%.

Parámetro	Observaciones
Intervalo entre servicios	En el periodo comprendido entre el primer parto y el segundo parto.
Días abiertos	En el lapso que se abarca entre el primer parto y el segundo parto.
Servicios por concepción	En el periodo comprendido entre el primer parto y el segundo parto.
Porcentaje de concepción	Calculen este valor únicamente para el año del 2019.
Tasa de preñez	Calculen este valor sólo para el año del 2019.
Intervalo entre partos	En el lapso comprendido entre el primero y segundo partos.



Al término de los cálculos, compara ambos hatos, determina qué parámetros no se encuentran cercanos a los valores estándar, y analiza cuál es la repercusión de que se encuentren los parámetros fuera de rango. Por último, apoyándote en la literatura, haz una propuesta de la causa probable de que los parámetros ideales no se estén cumpliendo.

### BIBLIOGRAFÍA

- Fisiología clínica de la reproducción de bovinos lecheros. Joel Hernández Cerón. Universidad Nacional Autónoma de México. 1ª ed. 2016. 173 pág. ISBN: 978-607-02-8690-2 .
- Bustillo Parrado JC y Melo Colina JA. (2020). Parámetros reproductivos y eficiencia reproductiva en ganado bovino (Tesis de pregrado). Recuperado de: <http://hdl.handle.net/20.500.12494/17465>
- Mazzucchelli F, Parrilla G y Pérez-Salas JA. (2010). Apuntes sobre interpretación de los índices de eficiencia reproductiva en el ganado vacuno de leche. CYSB, 30 (13), 40-47.
- Sánchez Sánchez A. (2010). Parámetros reproductivos de bovinos en regiones tropicales de México (Tesis de licenciatura). Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Universidad Veracruzana. Veracruz, Ver.



**RÚBRICA 1:** para evaluar el formulario y el cálculo de los parámetros reproductivos de vacas lecheras.

Integrantes: \_\_\_\_\_  
\_\_\_\_\_  
\_\_\_\_\_

	<b>Excelente (1 punto)</b>	<b>Adecuado (0.5 de punto)</b>	<b>Inadecuado (0 puntos)</b>	<b>Puntaje y comentarios</b>
<b>Elaboración del formulario</b>	En el formulario se describe de manera correcta cómo se calculan los parámetros. Es ordenado y contiene al menos 15 parámetros por calcular.	El formulario describe de manera correcta cómo se calculan los parámetros, aunque le faltan de 1 a 3 parámetros.	El formulario no describe de manera adecuada cómo calcular los parámetros, y/o está desordenado. Incluye menos de 12 parámetros.	
<b>Inclusión de las metas de los parámetros</b>	El formulario contiene los valores ideales para cada parámetro incluido.	No se incluyeron de 1 a 3 valores ideales.	Se incluyeron menos de 12 valores ideales, correspondientes a los parámetros a evaluar.	
<b>TOTAL (equivalente al 20% final).</b>				



**RÚBRICA 2:** para calificar la evaluación de los parámetros reproductivos de vacas lecheras

Integrantes: \_\_\_\_\_

\_\_\_\_\_

	<b>Excelente (1 punto)</b>	<b>Adecuado (0.5 de punto)</b>	<b>Inadecuado (0 puntos)</b>	<b>Puntaje y comentarios</b>
<b>Cálculo de parámetros</b>	Se calcularon los 10 parámetros solicitados.	Se calcularon entre 8 y 6 parámetros.	Se calcularon 5 o menos parámetros.	
<b>Precisión en los parámetros calculados</b>	Más del 90 % de los parámetros calculados fue correcto.	Entre el 89 y el 70 % de los parámetros calculados fue correcto.	Más del 69 % de los parámetros calculados tuvo errores.	
<b>Comparación entre hatos</b>	Pudieron identificar todas las diferencias entre los parámetros de ambos hatos, así como los datos relevantes de la narración del caso.	En la comparación entre hatos no identificaron todos los parámetros diferentes, o no identificaron los datos relevantes de la narración del caso.	No incluyeron la comparación entre hatos.	
<b>Identificación de la repercusión de los parámetros fuera del estándar</b>	Describieron correctamente la repercusión de cada uno de los parámetros encontrados fuera del estándar.	No identificaron la totalidad de los parámetros que se encuentran fuera del estándar.	No incluyeron la identificación de parámetros fuera del estándar.	
<b>TOTAL (equivalente al 40% final).</b>				



**RÚBRICA 3:** para evaluar la propuesta de las posibles causas de alteración de los parámetros reproductivos evaluados.

Integrantes: \_\_\_\_\_  
\_\_\_\_\_  
\_\_\_\_\_

NOTA: incluir los apoyos bibliográficos empleados en una cuartilla, de manera independiente a la del escrito.

	<b>Excelente (2 puntos)</b>	<b>Adecuado (1 punto)</b>	<b>Inadecuado (0 puntos)</b>	<b>Puntaje y comentarios</b>
<b>Diagnóstico de causas que afectaron los parámetros reproductivos</b>	Realizaron un correcto y detallado diagnóstico de las posibles causas que explican por qué los parámetros reproductivos están fuera del rango normal.	La interpretación de las posibles causas que dan cuenta de los parámetros reproductivos están afectados, fue muy somera.	No se realizó el diagnóstico de las causas que afectaron los parámetros reproductivos, o la interpretación fue errónea.	
<b>Propuesta de acciones de mejora</b>	Realizaron una correcta y detallada propuesta de acciones para mejorar los parámetros que se encuentran fuera del estándar.	No todas las propuestas realizadas fueron las idóneas para el caso evaluado.	No incluyeron acciones encaminadas a mejorar los parámetros reproductivos.	
<b>Ortografía, presentación y bibliografía</b>	NOTA: De acuerdo con el desempeño del equipo, estos puntos representan un plus que puede elevar o disminuir la calificación.			
<b>TOTAL (equivalente al 40% final).</b>				

**ANEXO 1:** Tarjetas reproductivas para la evaluación de los parámetros reproductivos.

**RANCHO: EL TAMBO**  
**RESPONSABLE DEL NÚCLEO 1: DON SEVERINO**

**CÁLCULOS GENERALES PARA EL NÚCLEO 1**

Parámetros:		Valores "meta"	Notas
Servicios por concepción	1.75	1-1.5 excelente / 1.6 - 2 bueno / 2.1 - 2.5 regular / >2.5 malo	Número de servicios para gestar a una vaca.
Porcentaje de concepción	87.50 %	>60% excelente / < 50% malo	Número de vacas gestantes a primer servicio.
Tasa de preñez	43.75%	20% aceptable	Suma de vacas gestantes entre aquellas elegibles para servicio.
Promedio de días abiertos	67.75 días	120-130 días	150 días se considera que la población aún no gesta.
Promedio de intervalo entre servicios	15 días	21 días	
Promedio de intervalo entre partos	11.4 meses	13.5 meses	
Eficiencia detección de celos	50%	50% detección	



### CÁLCULOS INDIVIDUALES PARA LA VACA 1

NOMBRE o No.	ADRIANA #6477	ID. MADRE:	1121
FECHA DE NACIMIENTO:	16-ene-16	ID. PADRE:	MADAWASKA AEROSTAR
1° CELO:	17-ene-17	1° SERVICIO:	21-mar-17
Peso 1° CELO:	280 kg	PESO 1° SERV:	360 kg
CLAVE	FECHA	OBSERVACIONES	
UT OD F20 OI E	17 de marzo de 2017		
INS	21 de marzo de 2017	STARBUCK	
SC	3 de mayo de 2017		
SC	15 de octubre de 2017	OK	
PARTO	24 de diciembre de 2017	H (ALINA 5289)	
OK	8 de enero de 2018		
L	28 de enero de 2018	50T	
INS	6 de marzo de 2018	KING 77	
SC	15 de abril de 2018		
SECA	7 de octubre de 2018		
PARTO	15 de diciembre de 2018	M	
OK	14 de enero de 2019		
CALOR	13 de febrero de 2019		
UT OD F25 OI CL1	2 de marzo de 2019		
INS	16 de marzo de 2019	KING 77	
SC	28 de abril de 2019	GX	
PARTO	27 de diciembre de 2019	H (CERINA 5355)	
OK	30 de diciembre de 2019		

Parámetros:		Valores "meta"
Número de servicios por concepción	1	1.5
Días abiertos	91 días	Hasta 90 días (del parto al último servicio).
Intervalo entre partos	377 días	365 a 395 días.
Intervalo entre servicios	0 días	21 días (si hay más de una inseminación).





## CÁLCULOS INDIVIDUALES PARA LA VACA 2

NOMBRE o No.	BRUJA #4646	ID. MADRE:	1145
FECHA DE NACIMIENTO:	20-feb-16	ID. PADRE:	STARBUKER
1° CELO:	08-mar-17	1° SERVICIO:	25-abr-17
Peso 1° CELO:	260 kg	PESO 1° SERV:	325 kg
CLAVE	FECHA	OBSERVACIONES	
UE OD CL1 OI F10	21 de abril de 2017		
UT OD CL1 OI F20	23 de abril de 2017		
INS	25 de abril de 2017	KING 7	
SC	4 de junio de 2017	CARGADA	
OK	12 de enero de 2017		
PARTO	26 de enero de 2018	M	
OK	29 de enero de 2018	OK	
OK	12 de febrero de 2018	OK	
INS	11 de abril de 2018	PETE II	
SC	20 de mayo de 2018	GX	
PARTO	17 de enero de 2019	H (GRETA 3590)	
CALOR	22 de marzo de 2019		
INS	23 de marzo de 2019		
OK	11 de abril de 2019		
SC	30 de abril de 2019	CARGADA	
PARTO	28 de diciembre de 2019	H (LOLA 1038)	
OK	27 de enero de 2020	OK	

Parámetros:		Valores "meta"
Número de servicios por concepción	1	1.5
Días abiertos	64 días	Hasta 90 días (del parto al último servicio).
Intervalo entre partos	345 días	365 a 395 días.
Intervalo entre servicios	0 días	21 días (si hay más de una inseminación).



### CÁLCULOS INDIVIDUALES PARA LA VACA 3

NOMBRE O No.	ELI #5589	ID. MADRE:	1168
FECHA DE NACIMIENTO:	12-ene-16	ID. PADRE:	PETE II
1° CELO:	12-feb-17	1° SERVICIO:	14-abr-17
Peso 1° CELO:	292 kg	PESO 1° SERV:	398 kg
CLAVE	FECHA	OBSERVACIONES	
UT OD CL1 OI F15	5 de marzo de 2017	OK	
INS	14 de abril de 2017	MADAWASKA	
SC	29 de abril de 2017		
SC	31 de octubre de 2017		
PARTO	19 de enero de 2018	M	
OK	20 de enero de 2018		
L	3 de febrero de 2018	OK	
OK	14 de marzo de 2018		
UT OD F20 OI E	31 de marzo de 2018		
INS	2 de abril de 2018	MADAWASKA	
OK	21 de abril de 2018		
SC	10 de mayo de 2018	CARGADA	
PARTO	16 de febrero de 2019	H (NURIA 5500)	
L	8 de marzo de 2019	OK	
CALOR	24 de abril de 2019		
INS	25 de abril de 2019	MADAWASKA	
SC	1 de junio de 2019	GESTANTE	
PARTO	30 de enero de 2020	M	
OK	16 de febrero de 2020		

Parámetros:		Valores "meta"
Número de servicios por concepción	1	1.5
Días abiertos	68 días	Hasta 90 días (del parto al último servicio).
Intervalo entre partos	348 días	365 a 395 días.
Intervalo entre servicios	0 días	21 días (si hay más de una inseminación).



### CÁLCULOS INDIVIDUALES PARA LA VACA 4

<b>NOMBRE O No.</b>	JESUSA #3092	<b>ID. MADRE:</b>	1187
<b>FECHA DE NACIMIENTO:</b>	12-mar-16	<b>ID. PADRE:</b>	MADAWASKA AEROSTAR
<b>1° CELO:</b>	12-abr-17	<b>1° SERVICIO:</b>	27-abr-17
<b>Peso 1° CELO:</b>	293 kg	<b>PESO 1° SERV:</b>	373 kg
<b>CLAVE</b>	<b>FECHA</b>	<b>OBSERVACIONES</b>	
INS	27 de abril de 2017	PETE II	
OK	12 de mayo de 2017		
SC	12 de junio de 2017	CARGADA	
SC	21 de noviembre de 2017		
PARTO	30 de enero de 2018	H (PORRA 5306)	
OK	17 de febrero de 2018		
OK	28 de marzo de 2018		
UT OD CL1 OI F25	13 de abril de 2018		
INS	14 de abril de 2018	KING IV	
OK	15 de abril de 2018		
SC	24 de mayo de 2018	CARGADA	
SECA	8 de noviembre de 2018		
PARTO	21 de enero de 2019	H (CHEILA 8902)	
L	26 de enero de 2019	OK	
CALOR	5 de marzo de 2019		
INS	26 de marzo de 2019	STARBUCK	
SC	4 de mayo de 2019	GESTANTE	
SECA	22 de octubre de 2019		
PARTO	30 de diciembre de 2019	M	
OK	29 de enero de 2020		

Parámetros:		Valores "meta"
Número de servicios por concepción	1	1.5
Días abiertos	64 días	Hasta 90 días (del parto al último servicio).
Intervalo entre partos	343 días	365 a 395 días.
Intervalo entre servicios	0 días	21 días (si hay más de una inseminación).



### CÁLCULOS INDIVIDUALES PARA LA VACA 5

NOMBRE O No.	MARCIA #8974	ID. MADRE:	1193
FECHA DE NACIMIENTO:	10-abr-16	ID. PADRE:	STARBUCKER
1° CELO:	11-may-17	1° SERVICIO:	11-jun-17
Peso 1° CELO:	320 kg	PESO 1° SERV:	400 kg
CLAVE	FECHA	OBSERVACIONES	
UT OD E OI F20	9 de junio de 2017		
INS	11 de junio de 2017	KING	
OK	28 de junio de 2017		
SC	27 de julio de 2017	CARGADA	
SC	9 de enero de 2018		
PARTO	18 de marzo de 2018	M	
L	3 de abril de 2018	OK	
OK	22 de abril de 2018		
INS	28 de mayo de 2018	PETE II	
OK	19 de junio de 2018		
SC	8 de julio de 2018	CARGADA	
SECA	26 de diciembre de 2018		
PARTO	2 de marzo de 2019	M	
L	3 de mayo de 2019	OK	
INS	28 de mayo de 2019		
SC	30 de junio de 2019		
PARTO	3 de marzo de 2020	H (YAZ 5994)	

Parámetros:		Valores "meta"
Número de servicios por concepción		1.5
Días abiertos	días	Hasta 90 días (del parto al último servicio).
Intervalo entre partos	días	365 a 395 días.
Intervalo entre servicios	días	21 días (si hay más de una inseminación).



### CÁLCULOS INDIVIDUALES PARA LA VACA 6

<b>NOMBRE O No.</b>	PERLA #7000	<b>ID. MADRE:</b>	1254
<b>FECHA DE NACIMIENTO:</b>	18-feb-16	<b>ID. PADRE:</b>	PETE II
<b>1° CELO:</b>	20-feb-17	<b>1° SERVICIO:</b>	21-may-17
<b>Peso 1° CELO:</b>	282 kg	<b>PESO 1° SERV:</b>	362 kg
<b>CLAVE</b>	<b>FECHA</b>	<b>OBSERVACIONES</b>	
INS	21 de mayo de 2017	STARBUCK	
OK	5 de junio de 2017		
SC	5 de julio de 2017	CARGADA	
OK	20 de octubre de 2017	OK	
PARTO	26 de febrero de 2018	H (CERINA 5355)	
L	3 de marzo de 2018		
OK	8 de marzo de 2018		
OK	21 de abril de 2018		
INS	8 de mayo de 2018	STARBUCK	
SC	17 de junio de 2018		
PARTO	12 de febrero de 2019	M	
OK	22 de febrero de 2019		
CALOR	22 de abril de 2019		
INS	23 de abril de 2019	KING OF HEARTS	
OK	7 de mayo de 2019		
PARTO	29 de enero de 2020	H	

Parámetros:		Valores "meta"
Número de servicios por concepción	1	1.5
Días abiertos	70 días	Hasta 90 días (del parto al último servicio).
Intervalo entre partos	351 días	365 a 395 días.
Intervalo entre servicios	0 días	21 días (si hay más de una inseminación).



### CÁLCULOS INDIVIDUALES PARA LA VACA 7

<b>NOMBRE O No.</b>	TABA #8567	<b>ID. MADRE:</b>	1297
<b>FECHA DE NACIMIENTO:</b>	19-feb-16	<b>ID. PADRE:</b>	MADAWASKA AEROSTAR
<b>1° CELO:</b>	22-feb-17	<b>1° SERVICIO:</b>	22-may-17
<b>Peso 1° CELO:</b>	278 kg	<b>PESO 1° SERV:</b>	362 kg
<b>CLAVE</b>	<b>FECHA</b>	<b>OBSERVACIONES</b>	
UE OD E OI E	2 de abril de 2017		
UT OD F30 OI CL1	19 de mayo de 2017		
INS	22 de mayo de 2017	KING OF HEARTS	
OK	7 de junio de 2017		
SC	22 de junio de 2017	CARGADA	
SC	20 de septiembre de 2017		
<b>PARTO</b>	25 de febrero de 2018	M	
L	12 de marzo de 2018		
UE OD E OI F10	21 de abril de 2018		
UT OD E OI F15	8 de mayo de 2018	OK	
INS	9 de mayo de 2018	STARBUCK	
SC	17 de junio de 2018		
<b>PARTO</b>	12 de febrero de 2019	M	
OK	22 de febrero de 2019		
INS	18 de abril de 2019	KING OF HEARTS	
OK	7 de mayo de 2019		
SC	26 de mayo de 2019	CARGADA	
<b>PARTO</b>	2 de febrero de 2020	H (ANGELINA 7632)	
L	25 de febrero de 2020	OK	

Parámetros:		Valores "meta"
Número de servicios por concepción	1	1.5
Días abiertos	65 días	Hasta 90 días (del parto al último servicio).
Intervalo entre partos	355 días	365 a 395 días.
Intervalo entre servicios	0 días	21 días (si hay más de una inseminación).



### CÁLCULOS INDIVIDUALES PARA LA VACA 8

<b>NOMBRE O No.</b>	YOLA #9092	<b>ID. MADRE:</b>	1360
<b>FECHA DE NACIMIENTO:</b>	20-ene-16	<b>ID. PADRE:</b>	MADAWASKA AEROSTAR
<b>1° CELO:</b>	24-feb-17	<b>1° SERVICIO:</b>	07-mar-17
<b>Peso 1° CELO:</b>	305 kg	<b>PESO 1° SERV:</b>	402 kg
<b>CLAVE</b>	<b>FECHA</b>	<b>OBSERVACIONES</b>	
UT OD CL1 OI F15	6 de marzo de 2017		
INS	7 de marzo de 2017	KING 77	
SC	22 de abril de 2017		
OK	10 de junio de 2017		
PARTO	12 de diciembre de 2017	H (LUPITA 0708)	
OK	27 de diciembre de 2017		
L	16 de enero de 2018		
INS	24 de febrero de 2018	KING 77	
SC	5 de abril de 2018		
SECA	7 de septiembre de 2018		
PARTO	6 de diciembre de 2018	H (ARNULFA 9002)	
OK	31 de diciembre de 2018		
CALOR	28 de febrero de 2019		
INS	28 de febrero de 2019	KING 77	
SC	20 de marzo de 2019	CARGADA	
PARTO	8 de diciembre de 2019	M	
OK	17 de diciembre de 2019		

Parámetros:		Valores "meta"
Número de servicios por concepción	1	1.5
Días abiertos	84 días	Hasta 90 días (del parto al último servicio).
Intervalo entre partos	367 días	365 a 395 días.
Intervalo entre servicios	0 días	21 días (si hay más de una inseminación).



**RANCHO: EL TAMBO**  
**RESPONSABLE DEL NÚCLEO 2: TRANQUILINO**

**CÁLCULOS GENERALES PARA EL NÚCLEO 2**

Parámetros:		Valores "meta"	NOTAS
Servicios por concepción		1-1.5 excelente / 1.6 - 2 bueno / 2.1 - 2.5 regular / >2.5 malo	Número de servicios para gestar a una vaca.
Porcentaje de concepción	%	>60% excelente / < 50% deficiente	Número de vacas gestantes a primer servicio.
Tasa de preñez		20% aceptable	Número total de vacas gestantes de todas aquellas elegibles para servicio.
Promedio de intervalo entre servicios	días	21 días	Normal 40% del hato presente este tipo de celos (65-75% ideal).
Promedio de días abiertos	días	120-130 días	150 días se considera que la población aún no gesta.
Promedio de intervalo entre partos	meses	13.5 meses	
Eficiencia detección de celos	%	50% detección	





### CÁLCULOS INDIVIDUALES PARA LA VACA 1

<b>NOMBRE O No.</b>	BALCA #4554	<b>ID. MADRE:</b>	9002
<b>FECHA DE NACIMIENTO:</b>	15-dic-16	<b>ID. PADRE:</b>	PETE II
<b>1° CELO:</b>	22-dic-17	<b>1° SERVICIO:</b>	14-feb-18
<b>Peso 1° CELO:</b>	220 kg	<b>PESO 1° SERV:</b>	345 kg
<b>CLAVE</b>	<b>FECHA</b>	<b>OBSERVACIONES</b>	
INS	14 de febrero de 2018	KING OF HEARTS	
OK	22 de febrero de 2018		
SC	27 de marzo de 2018	CARGADA	
SC	12 de abril de 2018		
PARTO	22 de noviembre de 2018	H (PANCHA 6307)	
OK	25 de noviembre de 2018		
INS	21 de enero de 2019	LEADMAN	
INS	25 de febrero de 2019	LEADMAN RET ESTRO	
NO GESTANTE	5 de abril de 2019	VACIA	
INS	12 de abril de 2019	LEADMAN RET ESTRO	
SC	20 de mayo de 2019	CARGADA	
SECA	4 de noviembre de 2019	OK	
PARTO	14 de enero de 2020	H (PAQUITA 2346)	
OK	17 de enero de 2020		



Parámetros:		Valores "meta"
Número de servicios por concepción		1.5
Días abiertos	días	Hasta 90 días (del parto al último servicio).
Intervalo entre partos	días	365 a 395 días.
Intervalo entre servicios	días	21 días (si hay más de una inseminación).



## CÁLCULOS INDIVIDUALES PARA LA VACA 2

<b>NOMBRE O No.</b>	BRENDA #5034	<b>ID. MADRE:</b>	5994
<b>FECHA DE NACIMIENTO:</b>	03-ene-17	<b>ID. PADRE:</b>	KING
<b>1° CELO:</b>	10-ene-18	<b>1° SERVICIO:</b>	05-mar-18
<b>Peso 1° CELO:</b>	328 kg	<b>PESO 1° SERV:</b>	402 kg
<b>CLAVE</b>	<b>FECHA</b>	<b>OBSERVACIONES</b>	
INS	5 de julio de 2018		
SC	3 de septiembre de 2018		
PARTO	4 de abril de 2019		
INS	5 de julio de 2019	LEADMAN	
INS	13 de agosto de 2019		
UT OD F25 OI CL1	21 de agosto de 2019	RETORNO A ESTRO	
INS	22 de agosto de 2019	BLACK STAR	
OK	26 de septiembre de 2019	REVISIÓN EN 5 DÍAS	
SC	31 de septiembre de 2019	CARGADA	
OK	25 de enero de 2020		
PARTO	31 de mayo de 2020	M	
OK	5 de abril de 2020		
OK	7 de mayo de 2020		
INS	4 de junio de 2020	LEADMAN	
SC	14 de julio de 2020	CARGADA	

Parámetros:		Valores "meta"
Número de servicios por concepción		1.5
Días abiertos	días	Hasta 90 días (del parto al último servicio).
Intervalo entre partos	días	365 a 395 días.
Intervalo entre servicios	días	21 días (si hay más de una inseminación).



### CÁLCULOS INDIVIDUALES PARA LA VACA 3

<b>NOMBRE O No.</b>	CLARABELLA 2160	<b>ID. MADRE:</b>	5999
<b>FECHA DE NACIMIENTO:</b>	08-feb-17	<b>ID. PADRE:</b>	MADAWASKA
<b>1° CELO:</b>	30-ene-18	<b>1° SERVICIO:</b>	01-abr-18
<b>Peso 1° CELO:</b>	290 kg	<b>PESO 1° SERV:</b>	358 kg
<b>CLAVE</b>	<b>FECHA</b>	<b>OBSERVACIONES</b>	
INS	31 de marzo de 2018	BLACK STAR	
UT OD F25 OI CL1	6 de mayo de 2018	RETORNO ESTRO	
INS	7 de mayo de 2018	LEADMAN	
SC	18 de junio de 2018	CARGADA	
OK	14 de agosto de 2018		
PARTO	13 de febrero de 2019	H (VALERIA 5270)	
INS	6 de abril de 2019		
INS	19 de abril de 2019		
INS	14 de junio de 2019	BLACK STAR	
NO GESTANTE	26 de julio de 2019	VACIA	
INS	30 de julio de 2019	LEADMAN RET ESTRO	
SC	5 de septiembre de 2019	CARGADA	
SECA	9 de febrero de 2020		
PARTO	14 de abril de 2020	M	

Parámetros:		Valores "meta"
Número de servicios por concepción		1.5
Días abiertos	días	Hasta 90 días (del parto al último servicio).
Intervalo entre partos	días	365 a 395 días.
Intervalo entre servicios	días	21 días (si hay más de una inseminación).



### CÁLCULOS INDIVIDUALES PARA LA VACA 4

NOMBRE O No.	DORA #4195	ID. MADRE:	7632
FECHA DE NACIMIENTO:	02-feb-16	ID. PADRE:	CHIEF MARK
1° CELO:	20-feb-17	1° SERVICIO:	25-abr-17
Peso 1° CELO:	278 kg	PESO 1° SERV:	362 kg
CLAVE	FECHA	OBSERVACIONES	
UT OD F25 OI CL1	24 de abril de 2017		
INS	25 de abril de 2017	BELL REX	
SC	10 de junio de 2017		
SC	25 de junio de 2017		
PARTO	31 de enero de 2018	M	
OK	15 de febrero de 2018		
L	6 de marzo de 2018		
INS	13 de abril de 2018	PRELUDE	
SC	23 de mayo de 2018		
SECA	25 de noviembre de 2018		
PARTO	20 de enero de 2019	H (ARI 2816)	
OK	27 de enero de 2019		
INS	18 de febrero de 2019		
INS	25 de marzo de 2019	BLACK STAR	
INS	3 de abril de 2019		
SC	5 de mayo de 2019		
PARTO	5 de enero de 2020	H (AURELIA 2365)	
OK	18 de enero de 2020		

Parámetros:		Valores "meta"
Número de servicios por concepción		1.5
Días abiertos	días	Hasta 90 días (del parto al último servicio).
Intervalo entre partos	días	365 a 395 días.
Intervalo entre servicios	días	21 días (si hay más de una inseminación).



### CÁLCULOS INDIVIDUALES PARA LA VACA 5

<b>NOMBRE O No.</b>	JOSEFA #2390	<b>ID. MADRE:</b>	9002
<b>FECHA DE NACIMIENTO:</b>	10-mar-17	<b>ID. PADRE:</b>	CHIEF MARK
<b>1° CELO:</b>	05-mar-18	<b>1° SERVICIO:</b>	11-may-18
<b>Peso 1° CELO:</b>	305 kg	<b>PESO 1° SERV:</b>	390 kg
<b>CLAVE</b>	<b>FECHA</b>	<b>OBSERVACIONES</b>	
CALOR	10 de mayo de 2018		
INS	11 de mayo de 2018		
NO GX	19 de junio de 2018	VACÍA	
CALOR	21 de junio de 2018		
SC	25 de junio de 2018		
PARTO	22 de marzo de 2019		
CALOR	11 de mayo de 2019		
NO GESTANTE	19 de junio de 2019	VACÍA	
INS	21 de junio de 2019	BLACK STAR RET ESTRO	
NO GESTANTE	2 de agosto de 2019	VACÍA	
INS	2 de agosto de 2019	BLACK STAR RET ESTRO	
INS	4 de agosto de 2019	BLACK STAR	
SC	12 de septiembre de 2019	CARGADA	
OK	22 de octubre de 2019		
PARTO	5 de mayo de 2020	M	
OK	8 de mayo de 2020		
OK	1 de junio de 2020		

Parámetros:		Valores "meta"
Número de servicios por concepción		1.5
Días abiertos	días	Hasta 90 días (del parto al último servicio).
Intervalo entre partos	días	365 a 395 días.
Intervalo entre servicios	días	21 días (si hay más de una inseminación).



### CÁLCULOS INDIVIDUALES PARA LA VACA 6

<b>NOMBRE O No.</b>	MARIA #3961	<b>ID. MADRE:</b>	1254
<b>FECHA DE NACIMIENTO:</b>	10-mar-16	<b>ID. PADRE:</b>	PETE II
<b>1° CELO:</b>	02-mar-17	<b>1° SERVICIO:</b>	31-may-17
<b>Peso 1° CELO:</b>	282 kg	<b>PESO 1° SERV:</b>	362 kg
<b>CLAVE</b>	<b>FECHA</b>	<b>OBSERVACIONES</b>	
INS	31 de mayo de 2017	STARBUCK	
OK	15 de junio de 2017		
SC	15 de julio de 2017	CARGADA	
SC	30 de julio de 2017	OK	
PARTO	8 de marzo de 2018	H (CLARA 0772)	
L	13 de marzo de 2018		
OK	18 de marzo de 2018		
CALOR	24 de junio de 2018		
INS	25 de junio de 2018	STARBUCK	
SC	4 de agosto de 2018	GESTANTE	
PARTO	5 de abril de 2019		
OK	3 de mayo de 2019		
INS	29 de junio de 2019	KING OF HEARTS	
INS	17 de julio de 2019	KING OF HEARTS	
INS	7 de agosto de 2019	KING OF HEARTS	
CALOR	17 de agosto de 2019		
INS	19 de agosto de 2019	KING OF HEARTS	
NO GX	19 de septiembre de 2019	VACÍA	

Parámetros:		Valores "meta"
Número de servicios por concepción		1.5
Días abiertos	días	Hasta 90 días (del parto al último servicio).
Intervalo entre partos	días	365 a 395 días.
Intervalo entre servicios	días	21 días (si hay más de una inseminación).



### CÁLCULOS INDIVIDUALES PARA LA VACA 7

<b>NOMBRE O No.</b>	OCTAVIA #2276	<b>ID. MADRE:</b>	1297
<b>FECHA DE NACIMIENTO:</b>	24-feb-17	<b>ID. PADRE:</b>	MADAWASKA AEROSTAR
<b>1° CELO:</b>	27-feb-18	<b>1° SERVICIO:</b>	27-may-18
<b>Peso 1° CELO:</b>	278 kg	<b>PESO 1° SERV:</b>	362 kg
<b>CLAVE</b>	<b>FECHA</b>	<b>OBSERVACIONES</b>	
UE OD E OI E	12 de abril de 2018		
UT OD F30 OI CL1	24 de mayo de 2018		
INS	27 de mayo de 2018	KING OF HEARTS	
OK	12 de junio de 2018		
SC	27 de junio de 2018	CARGADA	
OK	27 de julio de 2018		
PARTO	1 de marzo de 2019	M	
L	16 de marzo de 2019		
CALOR	12 de abril de 2019		
INS	13 de abril de 2019	STARBUCK	
INS	27 de abril de 2019	STARBUCK	
INS	13 de mayo de 2019	STARBUCK	
SC	21 de junio de 2019		
PARTO	16 de febrero de 2020	M	
OK	26 de febrero de 2020		
INS	25 de abril de 2020	KING OF HEARTS	
INS	12 de mayo de 2020		
SC	31 de mayo de 2020	CARGADA	
PARTO	28 de enero de 2021		

Parámetros:		Valores "meta"
Número de servicios por concepción		1.5
Días abiertos	días	Hasta 90 días (del parto al último servicio).
Intervalo entre partos	días	365 a 395 días.
Intervalo entre servicios	días	21 días (si hay más de una inseminación).



### CÁLCULOS INDIVIDUALES PARA LA VACA 8

<b>NOMBRE O No.</b>	PEPITA #1285	<b>ID. MADRE:</b>	1360
<b>FECHA DE NACIMIENTO:</b>	26-dic-15	<b>ID. PADRE:</b>	MADAWASKA AEROSTAR
<b>1° CELO:</b>	30-ene-17	<b>1° SERVICIO:</b>	10-feb-17
<b>Peso 1° CELO:</b>	305 kg	<b>PESO 1° SERV:</b>	402 kg
<b>CLAVE</b>	<b>FECHA</b>	<b>OBSERVACIONES</b>	
UT OD CL1 OI F30	9 de febrero de 2017		
INS	10 de febrero de 2017	PRELUDE	
SC	28 de marzo de 2017		
OK	14 de mayo de 2017		
PARTO	17 de noviembre de 2017	H (INDIRA 1490)	
OK	2 de diciembre de 2017		
L	22 de diciembre de 2017		
INS	30 de enero de 2018	KING 77	
SC	11 de marzo de 2018		
SECA	13 de agosto de 2018		
PARTO	11 de noviembre de 2018	H (LUCRECIA 1425)	
OK	6 de diciembre de 2018		
INS	27 de diciembre de 2018	BELL REX	
INS	18 de enero de 2019	BELL REX	
INS	12 de febrero de 2019	BELL REX	
INS	19 de marzo de 2019		
SC	20 de abril de 2019	CARGADA	
PARTO	18 de noviembre de 2019	M	
OK	28 de noviembre de 2019		

Parámetros:		Valores "meta"
Número de servicios por concepción		1.5
Días abiertos	días	Hasta 90 días (del parto al último servicio).
Intervalo entre partos	días	365 a 395 días.
Intervalo entre servicios	días	21 días (si hay más de una inseminación).





Prácticas de manejo  
reproductivo  
en animales domésticos

# Manejo reproductivo en caninos

**P** RÁCTICA 8

*Rafael Eduardo Paz Benito*



## Manejo reproductivo en caninos

### PRÁCTICA 8

Autor: Rafael Eduardo Paz Benito



### 1 Introducción

La evaluación reproductiva en los perros tiene por objetivo seleccionar a aquellos animales que sean aptos para la reproducción con base en las características fenotípicas, temperamentales y de aptitud para el trabajo en diversas funciones zootécnicas; forma parte del área clínica, del mismo modo, en atención a los problemas médicos referentes al aparato genital y urogenital.

Por lo anterior, las técnicas empleadas en el manejo reproductivo de los caninos, son de gran utilidad para optimizar el proceso reproductivo e incrementar la fertilidad, lo que permite obtener un mayor número de cachorros en un menor número de gestaciones por hembra. Estas herramientas sirven también para establecer un plan diagnóstico y de tratamiento sobre diversos padecimientos que afectan al aparato reproductor, impactando de manera negativa en la fertilidad y ponen en riesgo la vida de los caninos.



El alumnado de medicina veterinaria, y el o la profesionalista dedicados a la clínica de pequeñas especies, deben conocer la fisiología y endocrinología que regulan el proceso reproductivo en la especie canina; puesto que presenta particularidades que la hacen única dentro de las especies domésticas. Es necesario identificar, asimismo, los cambios conductuales, anatómicos y signos clínicos del celo, para diferenciar los eventos fisiológicos de aquellos asociados con alteraciones patológicas. Las herramientas diagnósticas que se usan en la clínica reproductiva, pueden ser utilizadas en el proceso diagnóstico para la adecuada toma de decisiones terapéuticas y establecer, asimismo, un pronóstico a corto o largo plazo.

Al abordar un caso clínico o zootécnico, la historia clínica y anamnesis son fundamentales para obtener información relevante de la salud y capacidad reproductiva. Los puntos más importantes que deben incluirse son: edad del ejemplar, origen y características del medio ambiente que habita, alimentación que recibe, cuadro de medicina preventiva, número de veces que ha sido utilizado como reproductor, si ha sido por monta natural o por inseminación artificial, e información referente a problemas reproductivos, infertilidad, presencia de alteraciones en el área genital, características genéticas indeseables o problemas hereditarios que lo excluyen como reproductor.

## 2 Objetivo

Al concluir la práctica el alumnado aplicará los conocimientos que haya obtenido para poder realizar e interpretar las técnicas más utilizadas en el manejo reproductivo de los caninos domésticos, como la detección del celo, evaluación de los reproductores, colección y evaluación del semen.



## Objetivos específicos

1. Evaluará a los pacientes caninos reproductores –hembra y macho– y se recopilará la historia clínica e integrando el examen físico, utilizando las técnicas de inspección y palpación del aparato reproductor para verificar que sea un animal apto para la reproducción.
2. Realizará la citología vaginal exfoliativa mediante la toma de muestras, procesamiento, tinción e interpretación de ésta para su diagnóstico.
3. Desarrollará la habilidad técnica de recolección de semen por medio de estimulación manual y la evaluación de libido, como respuesta al estímulo para evaluar la capacidad reproductiva del macho.
4. Determinará los parámetros macroscópicos y la movilidad progresiva de una muestra seminal, mediante su inspección al microscopio, para evaluar la calidad del semen.

## 3 Actividades

La práctica se llevará a cabo en la clínica de reproducción canina, perteneciente al Departamento de Reproducción de la FMVZ, de la UNAM. Se recomienda que, antes, el alumnado lea con detenimiento los detalles y observe los videos descriptivos de las técnicas de citología vaginal y colección de semen.

Para el desarrollo de la práctica, se integrarán equipos de dos a cuatro personas, que trabajarán de forma colaborativa con un perro/perra o con ambos.





El alumnado obtendrá previamente la historia clínica del paciente que presenta a la consulta reproductiva, y realizará el examen físico general; luego llenará los formatos correspondientes con la información pertinente (**Anexos 1 y 2**).

En el caso de las hembras, primero se realizará la revisión de los genitales externos, así como la toma de muestra de citología vaginal exfoliativa, la cual se teñirá e interpretará, a fin de emitir un diagnóstico del estado reproductivo del animal.

En los machos se evaluará el aparato reproductor del semental y se aplicará la técnica de estimulación manual para la recolección de semen. Se identificarán, de manera simultánea, las pautas de comportamiento para evaluar la libido del macho y después se realizará la evaluación macroscópica y microscópica del semen.

**VIDEOS INSTRUCCIONALES:** Para una mejor comprensión de los videos, se recomienda leer previamente toda la práctica.

1. Citología vaginal: 

2. Colección de semen: 

## 4 Habilidades y destrezas por adquirir

El alumnado será capaz de utilizar los conocimientos obtenidos para realizar de manera adecuada el examen físico general y del aparato reproductor de los caninos.

Se hará la toma de muestra, procesamiento e interpretación de la citología vaginal exfoliativa para establecer un diagnóstico.



Aprender la técnica de colección de semen por estimulación manual, verificar el comportamiento reproductivo del macho, y evaluar los parámetros macroscópicos y microscópicos del semen, para emitir un diagnóstico.

## 5 Materiales

Los materiales necesarios para el desarrollo de la práctica serán proporcionados en el laboratorio:

- Microscopio óptico (campo brillante) y termoplatina.
- Para la citología vaginal: Torundas de algodón, agua, hisopos largos estériles con bastón de plástico, portaobjetos o laminillas, tinción de Diff Quick®
- Para la colección y evaluación de semen: recipiente colector para semen (cono o vaso), tubos graduados, recipiente contenedor ámbar, tiras reactivas para pH (papel tornasol), portaobjetos (laminillas), cubreobjetos 22 x 22 mm, pipetas de transferencia con bulbo, gel lubricante de carboximetilcelulosa y agua.

El material que deberá llevar el alumnado serán:

- Filipina o Bata blanca.
- Guantes de exploración no estériles (dos pares).
- Estetoscopio.
- Termómetro digital.



Los equipos de cuatro personas deberán llevar un perro macho entero (sin esterilizar/castrar) y una hembra sin esterilizar –clínicamente sanos– que tengan entre uno y seis años de edad, limpio, portando correa y collar (un perro por cada dos personas).

## 6 Desarrollo de la práctica

### Historia clínica y Examen físico general

El primer paso que el alumnado realizará será la obtención de la historia clínica de sus caninos, luego llevará a cabo el examen físico general de cada uno, llenando el formato del anexo correspondiente de acuerdo con el sexo del ejemplar (**Anexos 1 y 2**).

### Examen del aparato reproductor de la perra

Para llevar a cabo el examen del aparato reproductor de la hembra, el alumnado debe colocarse guantes de exploración (no necesariamente estériles) y bata o filipina. Enseguida, procederán a revisar la conformación de la vulva, verificar si existe la presencia o ausencia de edema; el aspecto de la mucosa e identificarán la fosa del clítoris (**Imágenes 1 y 2**). También se identifica la presencia o ausencia de secreciones indicando su color, consistencia, y características macroscópicas. Siempre que sea posible, se debe palpar el canal vaginal para determinar la presencia de masas, estrechez vaginal, o la presencia de bandas de tejido fibroso (en las perras de talla muy pequeña o en anestro este punto no debe realizarse para evitar lesionar al animal). Deben revisar, asimismo, la glándula mamaria en busca de masas, tumoraciones, lesiones, incremento de tamaño o temperatura, úlceras, presencia de secreciones u otras alteraciones.



Imagen 1. Evaluación de la vulva en la perra.

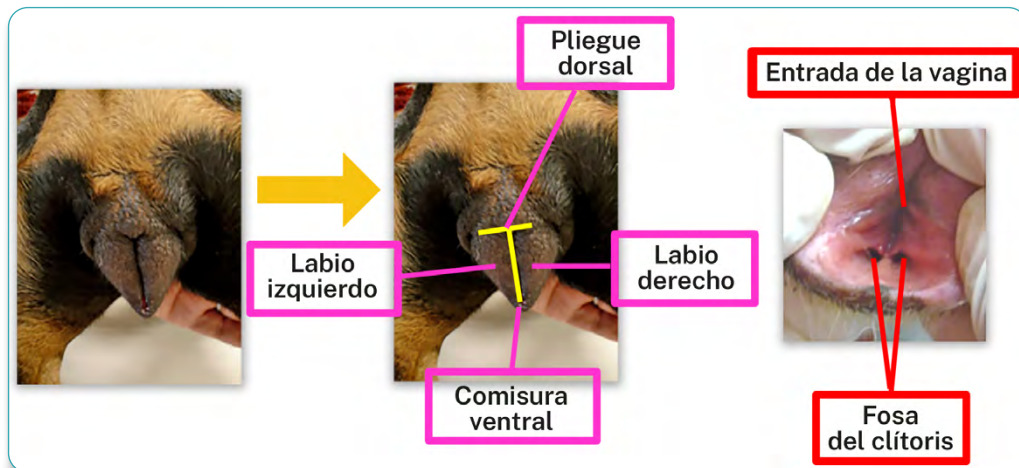


Imagen 2. Identificación de las partes de la vulva y la entrada de la vagina para la toma de muestra de citología vaginal exfoliativa.



## Toma de muestra, procesamiento e interpretación de la citología vaginal exfoliativa

Una vez realizada la inspección del aparato reproductor de la hembra, se procede a realizar la citología vaginal exfoliativa. Se colocará a la perra en cuadripedestación, en el piso si es de talla grande o gigante, o en una mesa de exploración cuando se trata de tallas chicas y medianas. Se pide al propietario o a un ayudante que sujete gentil y firmemente la cabeza del animal, para evitar que por desconfianza, miedo o dolor, pueda morder a la persona que toma la muestra. En caso necesario se recomienda colocar un bozal.

El material necesario para realizar la toma de muestra se muestra en la **Imagen 3**:



**Imagen 3.** Material para la citología vaginal exfoliativa. **1:** torunda de algodón; **2:** agua corriente, no ilustrado; **3:** guantes de exploración; **4:** hisopo largo (15 cm) con bastón de plástico; **5:** porta objetos; **6:** tinción de Diff Quick; **7:** microscopio óptico de campo claro, no ilustrado.



La persona que tome la muestra debe colocarse los guantes de exploración; enseguida, limpiará con un algodón húmedo la parte externa de la vulva, sobre todo, la zona del pliegue dorsal y los labios vulvares para eliminar cualquier residuo que pudiera contaminar la muestra.

Los hisopos que se utilizan para esta técnica diagnóstica deben ser estériles, medir 15 cm de largo y el bastón o sujetador debe ser de plástico. Es importante tener en cuenta que los que son cortos como los hisopos que se utilizan para higiene personal o los que tienen bastón de madera no deben utilizarse (ya que no alcanzan hasta el cuerpo de la vagina) o bien pueden romperse o astillarse (**Imagen 4**).

Se verificará que el hisopo tenga el algodón bien colocado, sujetando la punta del algodón entre los dedos (dentro del mismo empaque estéril) y jalando el bastón del hisopo por el extremo opuesto, sin tocar el resto del bastón para evitar contaminarlo (**Imagen 4**); la finalidad es prevenir que al introducirlo en la vagina se pueda desprender el algodón y quedarse ahí. El hisopo debe sujetarse siempre con el dedo índice y pulgar por el extremo opuesto al algodón para evitar contaminar el bastoncillo. En ningún momento debe soltarse al tomar la muestra ya que durante el procedimiento puede quedar dentro de la vagina de una perra de talla mediana o grande o, bien, la perra puede lastimarse si se sienta o realiza algún movimiento brusco.



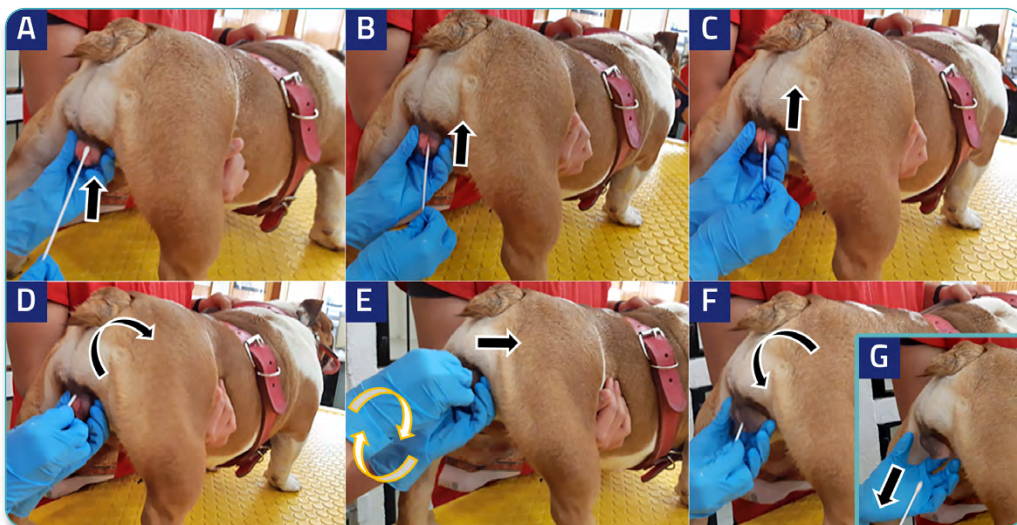
**Imagen 4.** Hisopo de 15 cm con bastón de plástico y verificación del mismo antes de la toma de muestra.

Primero se abrirán los labios vulvares de la hembra para exponer la mucosa: se colocará el dedo índice detrás de la vulva para exponerla, y con los dedos medio y pulgar se separan los labios (**Imagen 5 A**). Cuando las perras no presentan secreción vaginal, se puede humedecer el hisopo con un poco de solución salina estéril, y lubricarlo para no causar daño al introducirlo; este procedimiento debe considerarse al momento de la interpretación, pues puede ocasionar la presencia de abundante moco como artefacto.

El hisopo se introduce en posición vertical, en el punto cercano al pliegue dorsal (**Imagen 5 B**) y se continúa por el dorso del vestíbulo vaginal (**Imagen 5 C**) para evitar contacto con el meato urinario y la fosa del clítoris. Al llegar al *cingulum* o estrechamiento vestíbulo-vaginal, se siente un angostamiento que impide el paso del hisopo. Se levanta un poco la vulva y, entonces, se redirige el hisopo a posición horizontal para introducirlo cuanto sea posible (**Imagen 5 D**).



Una vez dentro del cuerpo de la vagina, se hacen tres o cuatro movimientos de rotación de la muñeca (**Imagen 5 E**), para descamar la mayor cantidad de células posibles y se retira con un sólo movimiento rápido hacia atrás (caudal) y hacia abajo (ventral) fuera de la vagina (**Imagen 5 F y G**). Hay que evitar el movimiento rotatorio del hisopo sobre su propio eje ya que el área de contacto con el epitelio vaginal será menor, ocasionando errores en el muestreo.

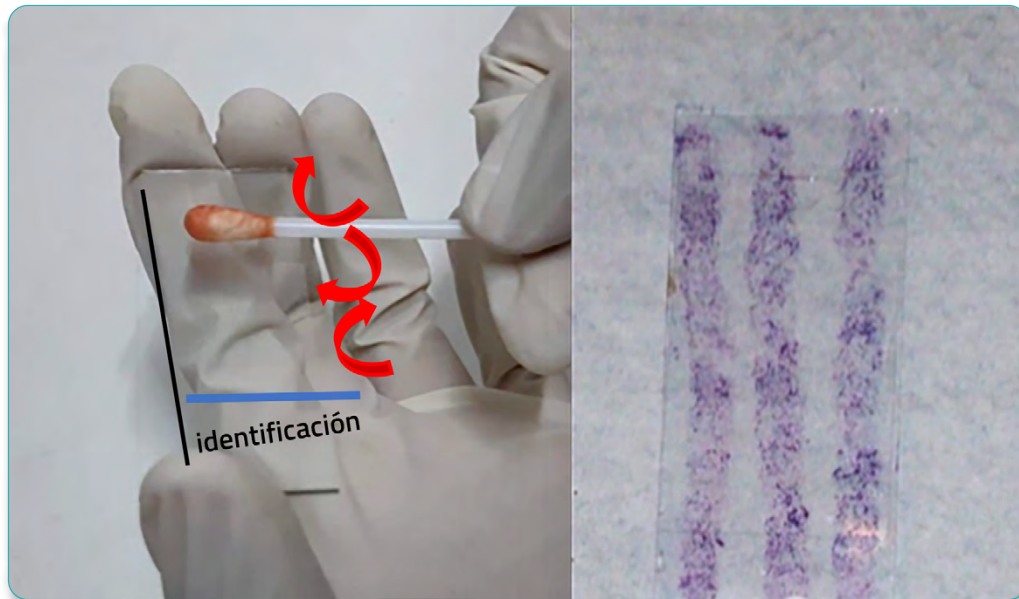


**Imagen 5.** Secuencia que expone el procedimiento para la toma de muestra en la citología vaginal exfoliativa. Las **flechas negras** indican el movimiento que debe seguir el hisopo desde la introducción, cambio de posición y extracción. Las **flechas blancas** indican los movimientos de rotación que se hacen con la muñeca durante el procedimiento.

Una vez que se tiene el hisopo con la muestra, se realizará el frotis por rodamiento sobre un portaobjetos limpio, buscando una impresión de células uniforme. Se recomienda imprimir tres líneas sobre el



portaobjetos, dejando un espacio pertinente para la identificación y manipulación de la muestra (**Imagen 6**).

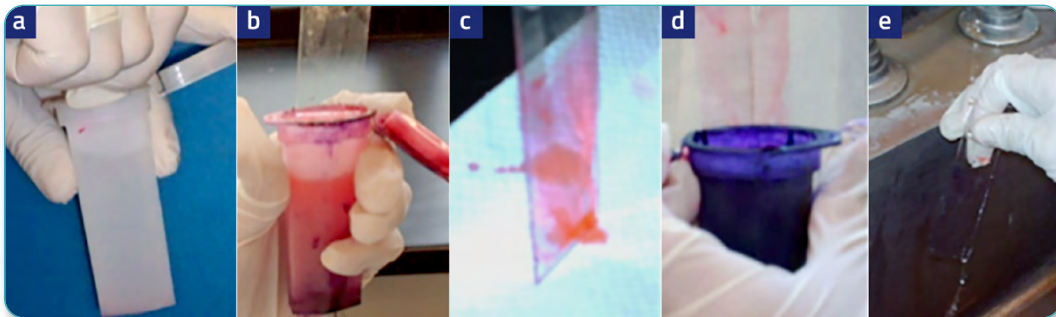


**Imagen 6.** Técnica de impronta citológica por rodamiento con impresión de tres líneas. El resultado final después de la tinción evidencia como se observan las tres líneas en el portaobjetos.

La muestra debe fijarse de inmediato para evitar cambios estructurales que pueden alterar el resultado. Se podrá utilizar el método de fijación por inmersión en alcohol etílico al 70% o el fijador de la tinción Diff Quick® (metanol), por 30 segundos. En caso de no contar con la tinción para realizarlo de inmediato, la laminilla se mantiene en el alcohol por diez minutos para transportarla al laboratorio o clínica (**Imagen 7 a**). Una vez que pasa el tiempo de inmersión se seca al aire, sujetando la muestra entre los dedos índice y pulgar, abanicando con movimientos rápidos de la muñeca.



La tinción que más se utiliza en citología vaginal exfoliativa es la tinción de Diff Quick®; en ésta, una vez fija y seca la laminilla, se introduce por inmersión en la tinción A (colorante rojo) durante 30 segundos (**Imagen 7 b**). Se saca y se elimina el exceso de líquido por gravedad, colocando la laminilla en posición vertical sobre un papel secante (**Imagen 7 c**) para introducirlo, después, por inmersión en la tinción B (colorante morado), durante 30 segundos (**Imagen 7 d**). Al final, se enjuaga bajo el chorro del agua, evitando que éste caiga de modo directo sobre las células (**Imagen 7 e**).



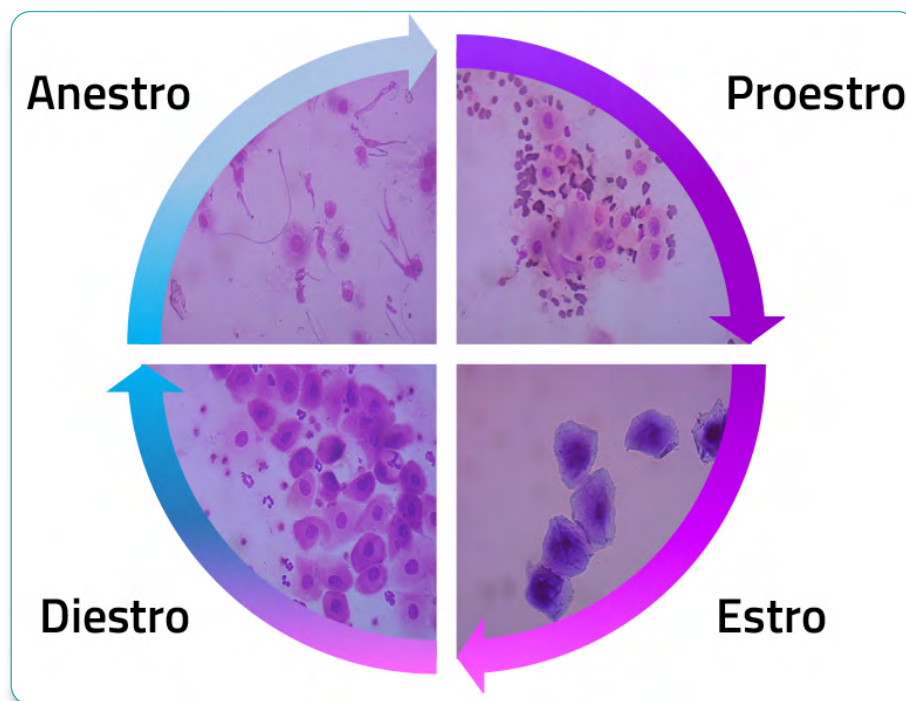
**Imagen 7.** Técnica de tinción con Diff Quick®. **a:** fijación en alcohol; **b:** inmersión en el colorante A; **c:** retiro de tinción excedente en papel absorbente; **d:** inmersión en el colorante B; **e:** enjuagar con agua corriente.

Una de las ventajas de esta tinción no metacromática es que tiñe de color azul-morado o azul-rosado, con diferentes grados de intensidad. Además, es permanente después del montaje, lo que permite almacenar citologías durante el seguimiento del ciclo estral.

En la interpretación correcta, finalmente, se deberá observar al microscopio con un aumento de 10X que permite determinar los tipos celulares y el patrón de agrupación predominante, en caso de



necesitar mayor detalle celular se pasa al aumento de 40X. Una vez concluido este seguimiento, el alumnado será capaz de identificar las diferentes células presentes en la citología y emitir un diagnóstico (Imagen 8).



**Imagen 8.** Cambios progresivos en la citología vaginal exfoliativa durante el ciclo estral. **Proestro:** células parabasales e intermedias y eritrocitos. **Estro:** células superficiales y anucleadas con o sin eritrocitos. **Diestro:** células parabasales e intermedias y neutrófilos, que pueden formar cuerpos de inclusión. **Anestro:** células parabasales, intermedias, superficiales y anucleadas en pequeña cantidad con moco y algunos núcleos sueltos.



## Examen del aparato reproductor del perro

Una vez que el alumnado haya elaborado la historia clínica y concluya el examen físico general, llevará a cabo el examen del aparato reproductor del perro siguiendo la metodología a continuación descrita:

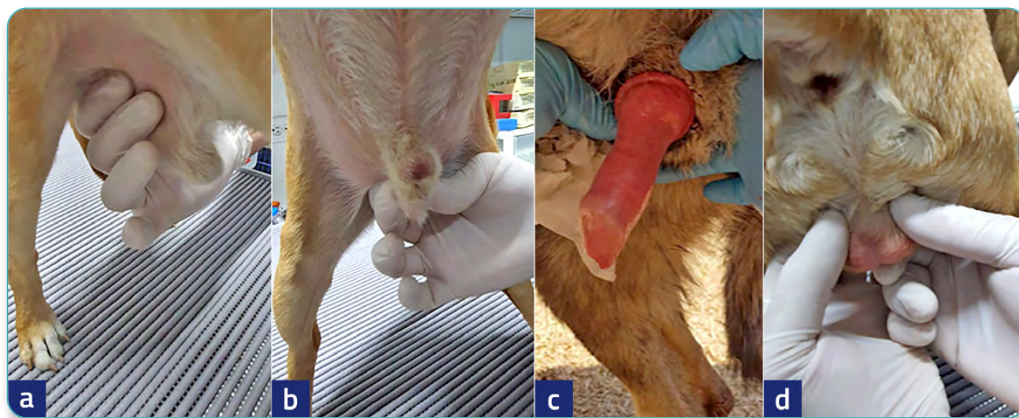
Se evaluarán los genitales del macho; se solicitará a un(a) alumno(a) que sujete gentilmente al perro por la cabeza, colocándose a la altura de los hombros del canino. El(la) otro(a) alumno(a) deberá posicionarse en el mismo lado que su compañero(a) durante el procedimiento de revisión y colección de semen (**Imagen 9**).



**Imagen 9.** Técnica correcta para sujetar al paciente en la recolección de semen.



El prepucio se evalúa por inspección, debe cubrir por completo el pene sin erección; el orificio prepucial debe ser lo suficientemente grande para permitir la salida sin esfuerzo del pene. Se considera normal la presencia de una pequeña cantidad de esmegma (secreción proveniente de las glándulas sebáceas prepuciales, orina, semen, bacterias y células inflamatorias). Una vez que se ha revisado el prepucio, se desenvaina el pene retrayendo con lentitud la piel, hasta la parte trasera del bulbo peneano, con la finalidad de descartar la presencia de fimosis, parafimosis o persistencia de frenillo. La mucosa del pene debe ser rosada, lisa, sin tumefacciones ni dolor durante el procedimiento (**Imagen 10**).



**Imagen 10:** Metodología a seguir para la evaluación del aparato deproductor del macho. **a:** palpación del bulbo del pene dentro del prepucio y revisión prepucial; **b:** valoración del orificio prepucial; **c:** evaluación desenvainando el pene hasta la parte trasera del bulbo (sin erección); **d:** inspección y palpación de los testículos, epidídimos y escroto con ambas manos.

El escroto se evalúa por inspección; debe tener piel lisa con poco pelo y durante la palpación debe verificarse la simetría y el grosor de sus paredes; debe deslizarse libremente sobre los testículos y



ser suave al tacto. El cuello del escroto debe revisarse por palpación para descartar la presencia de inflamación, engrosamiento o hernias (**Imagen 10 d**).

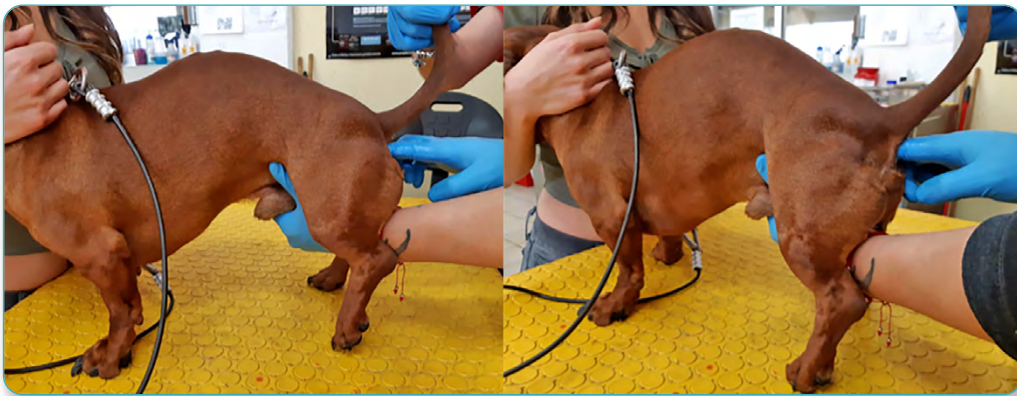
Se revisará la presencia de ambos testículos en el escroto en su posición anatómica correcta. Es deseable palpar con ambas manos (un testículo en cada mano, de manera simultánea), para evaluar su tamaño, forma, simetría y consistencia. Los testículos deben tener superficie lisa, forma oval, consistencia turgente y elástica, resilientes al tacto y con una ligera asimetría. En los perros se ha determinado un tamaño testicular normal de dos a cuatro cm de largo por 1.2 a 2.5 cm de diámetro (cada uno). Aunque, debido a la gran variabilidad racial, es difícil establecer un parámetro para cada individuo. En esta especie no se ha establecido la medición del diámetro de circunferencia escrotal para determinar la capacidad reproductiva (**Imagen 10 d**).

El epidídimo debe palparse y se pondrá atención a la cola, la cual sirve de almacén a los espermatozoides previo a la eyaculación. Se revisa la forma y consistencia en busca de posibles defectos en la conformación o cambios en la consistencia que puedan indicar procesos inflamatorios (**Imagen 10 d**).

La evaluación de la próstata (única glándula accesoria del perro) se hace por tacto rectal o por medio de técnicas de imagen como la ultrasonografía. En la realización del procedimiento, se utilizarán guantes de látex y lubricante a base de agua. Se introducirá un dedo por el ano hacia el recto para localizar la próstata; se identificará el borde craneal del pubis, donde se encuentra la glándula de forma normal. Se realizarán movimientos de un lado al otro con el dedo; se debe palpar toda la glándula; ésta debe tener dos lóbulos separados



por un surco o tabique medio. Los lóbulos deben ser lisos y firmes, ligeramente asimétricos y con un tamaño promedio de tres a siete cm de diámetro (depende de la talla del perro) (**Imagen 11**).



**Imagen 11.** Técnica de palpación rectal para la evaluación de la próstata. Introducir por el recto un dedo enguantado; con la otra mano se realiza presión con suavidad el abdomen en posición dorso-caudal para situar la próstata, sobre todo en pacientes con alteraciones que modifican el tamaño, como la hiperplasia prostática benigna.

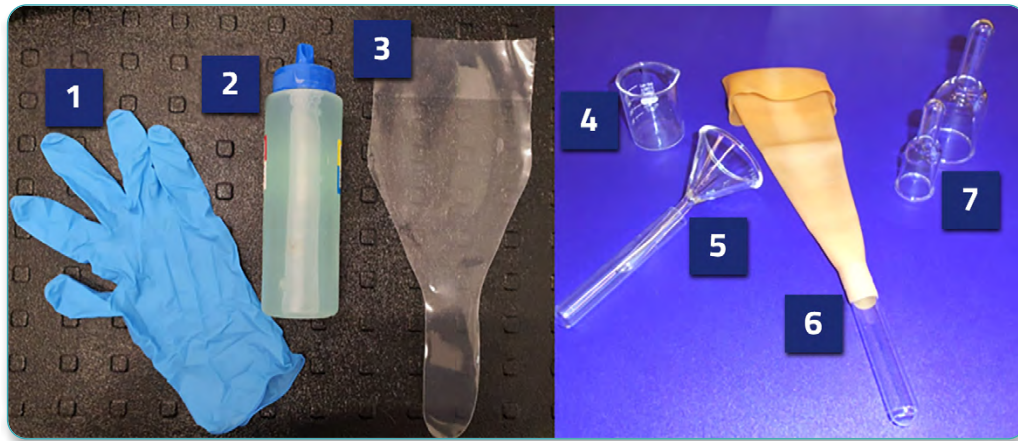
### Técnica de colección de semen

Se realizará el procedimiento de recolección de semen; se valorará el comportamiento reproductivo en respuesta al estímulo manual. La técnica que se ocupa rutinariamente para la obtención de semen en el perro es la estimulación manual, representando los estímulos de la cópula. Puede utilizarse, para ello, a una perra en estro ("señuelo") o bien un hisopo proveniente de una citología vaginal de una hembra en estro (**Imagen 12**).



**Imagen 12.** Estimulación del macho con una hembra “señuelo”. La calificación durante la evaluación de la libido incluye las categorías: excelente, buena, regular, mala.

Los materiales necesarios para la colección de semen son guantes de látex o vinilo, gel lubricante a base de agua y un recipiente colector de boca ancha (cono de plástico para vagina artificial o un vaso de precipitado de vidrio, entre otros). Los materiales, de preferencia, deben estar limpios y estériles (**Imagen 13**).

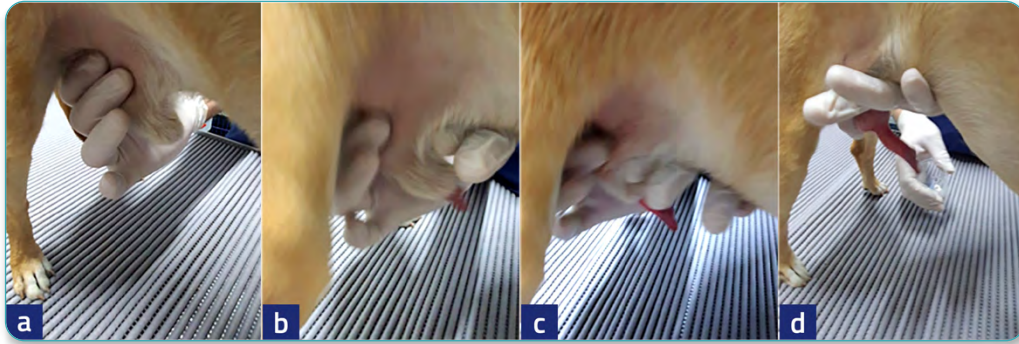


**Imagen 13.** Material necesario y recipientes colectores utilizados para la obtención de semen. **1:** guantes de exploración no estériles; **2:** gel lubricante con base agua; **3:** cono de plástico; **4:** vaso de boca ancha; **5:** embudo con tubo; **6:** cono de látex con tubo; **7:** copas colectoras de vidrio.

Previo a la recolección de semen, se recomienda elegir un lugar tranquilo, con piso antiderrapante, sin ruido excesivo. El manejo debe ser gentil, sin someter al semental; se evitará colocar las manos sobre el dorso del animal, para evitar que se sienta intimidado.

El perro debe estar en cuadripedestación, sujeto por un ayudante como ya se mencionó. Los perros de talla grande y gigante deberán ser colectados en el piso, mientras que los de talla pequeña y mediana pueden trabajarse sobre una mesa.

Se da un masaje rápido y vigoroso sobre el prepucio estimulando el pene principalmente a la altura del bulbo (**Imagen 14 A**); con la mano opuesta se procede a desenvainar el pene y se retrae el prepucio hasta la parte posterior del bulbo (**Imagen 14 B y C**), antes de que se presente la erección porque con el crecimiento del bulbo ya no podrá pasar a través del orificio prepucial (**Imagen 14 D**).



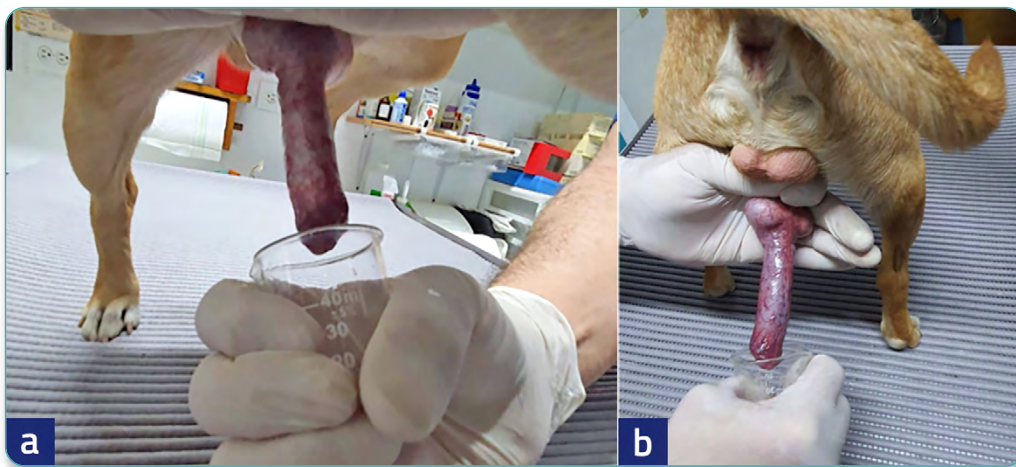
**Imagen 14.** Estimulación manual del perro. Secuencia de pasos a seguir para desenvainar el pene, **a:** masaje sobre el pene y el prepucio; **b:** y **c:** retracción de la piel por la parte del pliegue dorsal; **d:** sujeción del pene por detrás del bulbo.

El momento que indica cuándo se debe desenvainar el prepucio es el inicio de la erección, con un ligero incremento en el tamaño del bulbo, o cuando el perro manifiesta movimientos de cópula. Una vez exteriorizado el pene, se colocan los dedos índice y pulgar rodeando la parte trasera del bulbo (formando un círculo) (**Imagen 14 D y 15 A**) y se continúa con un masaje con movimientos rápidos de atrás hacia adelante hasta lograr la erección completa. Es importante que no se haga fricción sobre la mucosa; solamente se sujetará la parte posterior del bulbo con el anillo formado con los dedos para dar el masaje (**Imagen 15**).

De manera simultánea, al desenvainar el pene, con la mano libre debe sujetarse el recipiente colector delante del pene para captar el semen desde el inicio (**Imagen 15**). Cuando se detienen los movimientos pélvicos del perro se rota el pene, con suavidad 180°, simulando el abotonamiento pasando el miembro pélvico por encima del brazo de quien realiza el procedimiento (**Imagen 15 B**). En ese momento,



el perro debe estar eyaculando; se continuará con un ligero masaje intermitente, presionando y liberando con sutileza la parte posterior del bulbo para simular las contracciones vaginales de la hembra durante la cópula (**Imagen 15 B**).



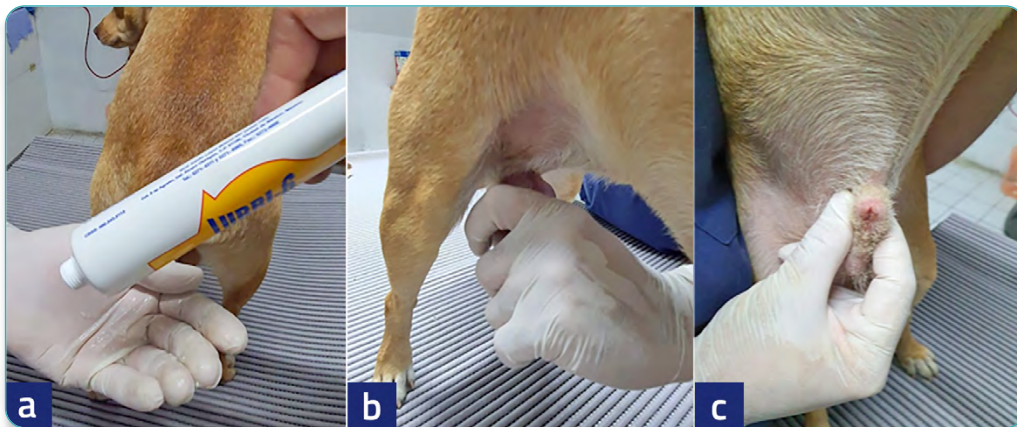
**Imagen 15.** Proceso que debe realizarse para la estimulación manual del perro, durante la colección de semen. **a:** sujeción del pene por detrás del bulbo; **b:** rotar el pene hacia atrás, una vez que se logra la erección completa, para simular el abotonamiento.

Las fracciones del semen se diferencian macroscópicamente por su color; es posible así obtener la primera y segunda fracciones para la evaluación o inseminación, y se evitará la tercera fracción, excepto en aquellas ocasiones que se desea dar volumen al eyaculado para una inseminación cuando no se tiene otro diluyente o cuando se desea realizar alguna evaluación al líquido prostático como un cultivo.

El recipiente colector debe rodearse con la palma y los dedos de la mano para proteger a los espermatozoides de la luz y mantener una temperatura adecuada (**Imagen 15**).



Una vez terminado el procedimiento se retira el recipiente recolector, se lubrica el pene en toda su longitud con un gel a base de agua (**Imagen 16 A y B**) y se hace caminar al paciente para que pierda la erección. Debe revisarse que el prepucio cubra por completo al pene (**Imagen 16 C**). En caso de inversión del prepucio, introducción de pelo por el orificio prepucial, o parafimosis, es necesario realizar la corrección retrayendo cuidadosamente el prepucio, para devolverlo a su posición original. Es muy importante llevar a cabo esta revisión final para evitar daños graves sobre la mucosa del pene, edema o necrosis que pueden dañar de manera permanente al paciente.



**Imagen 16.** Proceso que debe realizarse para la colección del semen por estimulación manual **a:** y **b:** lubricar el pene -aplicar lubricante base agua sobre la mucosa del pene-; **c:** revisión final del prepucio. Verificar que el prepucio cubra completamente el pene después de que se pierde la erección.

### Evaluación de semen

Es necesario considerar que la evaluación macroscópica y microscópica del semen, al igual que en otras especies: siempre que se vislumbre la presencia de problemas de fertilidad; cuando se quiera





reproducir a un animal; al llegar a la pubertad; antes de la compra y venta de sementales; al realizar técnicas de reproducción asistida y biotecnologías de la reproducción, como inseminación artificial, transporte, refrigeración y congelación del semen.

Se evaluará el semen tan pronto como se obtenga, ya que la permanencia en el recipiente recolector, los cambios de temperatura y la exposición a condiciones ambientales inadecuadas, provocan una menor movilidad e incremento en el número de espermatozoides muertos, hechos que alteran el resultado y diagnóstico por errores en el manejo de la muestra.

La evaluación macroscópica consiste en la valoración del volumen, el color y el pH.

**Volumen.** Se determinará de manera directa en el recipiente recolector o en un tubo graduado; en esta especie el parámetro varía por la talla, edad, frecuencia de eyaculación y la cantidad recolectada de la tercera fracción, pudiendo ser de uno a 30 ml en promedio (**Imagen 17 y cuadro 1**).



**Imagen 17.** Muestra de semen canino en la que se observa un blanco característico, volumen de 0.9 ml y pH de 6.5.

**Cuadro 1.** Características macroscópicas, procedencia y tiempo de eyaculación que permiten identificar cada una de las fracciones del semen.

Características de las fracciones que componen el semen en perros				
Fracción	Volumen	Color	Procedencia	Tiempo de eyaculación
Primera	0.5 – 2 ml	Transparente	Próstata	De segundos a 2 min
Segunda	0.5 – 2 ml	Blanquecino	Epidídimo y próstata	De segundos a 2 min
Tercera	5 –20 ml	Transparente	Próstata	Hasta 30 min

**Color.** Debe ser blanco y su intensidad se relaciona con la concentración espermática. Cuando es muy claro o transparente sugiere azoospermia (ausencia de espermatozoides), pero ésta debe verificarse al microscopio; en estos casos hay que considerar la posibilidad de haber recolectado solamente la primera o tercera fracciones que son transparentes. Se tendrá presente que la segunda fracción es blanca por el contenido espermático. Los cambios en la coloración sugieren alteraciones en el aparato reproductor, entre ellos se mencionan el amarillo que indica la presencia de orina, un tono amarillo-verdoso sugiere una infección del aparato reproductor, el rojo o rosa presencia de sangre que puede provenir del pene o de la próstata (**Imagen 17**).

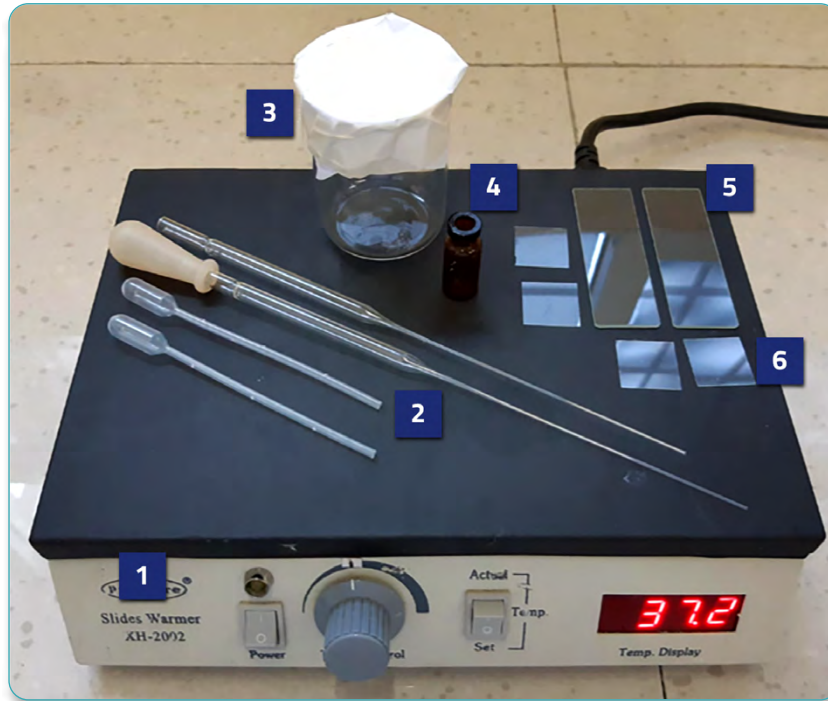
**pH.** Los valores de pH oscilan entre 6.3 a 7.0, se mide colocando una gota sobre tiras reactivas de papel tornasol indicador de pH. Cuando se presentan alteraciones en este parámetro pueden relacionarse con inflamación de los testículos, próstata, epidídimo o con una eyaculación incompleta (**Imagen 17**).

En la evaluación microscópica se incluyen: movilidad, viabilidad, morfología y concentración (**Cuadro 2**).

**Cuadro 2.** Valores de referencia de los parámetros macroscópicos y microscópicos del semen canino.

Parámetro macroscópico		Parámetro microscópico	
Volumen	1 a 30 ml	Movilidad	70 % mínimo
Color	Blanco acuoso	Anormalidades	20 % total máximo
pH	6.3 a 7.0	Primarias	5 % máximo
		Secundarias	15 % máximo
		Viabilidad	95 % mínimo
		Muertos	5% máximo
		Concentración	100 a 200 x 10 <sup>6</sup> espermatozoides / ml

**Movilidad.** Este parámetro es de gran utilidad para tener una visión general de la calidad de una muestra seminal. Es necesario revisar lo antes posible este aspecto: colóquese una gota de semen sobre una laminilla atemperada, que se cubre con un cubreobjetos a 37° C (**Imagen 18**), para observar al microscopio con un aumento de 10X y después 40X. Lo usual es que los espermatozoides, en general, deben tener un movimiento lineal anterógrado progresivo; al observar un campo se determina el porcentaje de espermatozoides que se mueven de esta manera. Un eyaculado de buena calidad debe tener más del 70% de movilidad, siendo recomendable 75% como mínimo para realizar una inseminación artificial y 80% para poder refrigerar o congelar el semen (**Imagen 19**).

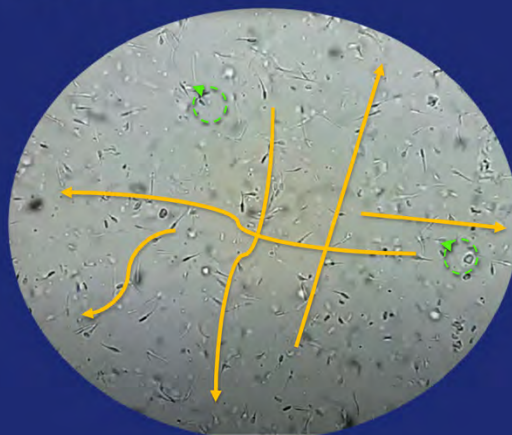


**Imagen 18.** Material necesario para evaluar la movilidad espermática. **1:** termoplatina; **2:** pipetas de transferencia; **3:** vaso colector; **4:** recipiente contenedor; **5:** laminilla o portaobjetos y **6:** cubreobjetos.

### Evaluación de la movilidad de semen canino

Las flechas amarillas (→) indican la trayectoria aproximada que deben seguir los espermatozoides.

Las flechas verdes (---→) indican espermatozoides que no siguen una trayectoria lineal anterógrada y no deben ser contabilizados.



**Imagen 19:** La imagen ejemplifica el movimiento que deben tener los espermatozoides para el cálculo de movilidad.

Diversos factores pueden alterar esta prueba, a saber: la técnica de colección, exposición de la muestra a temperaturas inadecuadas, presencia de orina, sangre y otras secreciones. La astenospermia o baja movilidad, constante o persistente, es indicativa de problemas en el testículo o el epidídimo.

La metodología para evaluar los parámetros de viabilidad, morfología y concentración se describen en la **práctica 3** de evaluación y conservación de gametos de este manual.

## 7 Forma en que será evaluada la actividad

El desempeño en la práctica se evaluará mediante la siguiente identificación:

### RÚBRICA

Integrantes: \_\_\_\_\_  
 \_\_\_\_\_ Fecha \_\_\_\_\_

Criterio	Excelente (1 Punto)	Adecuado (0.5 Puntos)	Inadecuado (0 Puntos)	Puntaje y comentarios
<b>Asentamiento de la historia clínica</b>	Los datos recabados son completos, relevantes e incluyen la información reproductiva.	La información obtenida es incompleta y no hay información reproductiva completa.	No consiguieron información de la historia clínica o no llenaron el formato.	
<b>Examen físico general</b>	Realiza el examen físico completo, de forma ordenada e incluyeron todas las constantes fisiológicas.	Efectúa el examen físico incompleto, desordenado y/o le faltaron datos de las constantes.	No realiza el examen físico o lo hace de modo somero. Sólo incluye 5 parámetros.	

continúa...



<b>Criterio</b>	<b>Excelente (1 Punto)</b>	<b>Adecuado (0.5 Puntos)</b>	<b>Inadecuado (0 Puntos)</b>	<b>Puntaje y comentarios</b>
<b>Examen del aparato reproductivo</b>	Efectúa, por inspección y palpación, todos los componentes del aparato reproductor.	Realiza la revisión de manera somera, omite la revisión de alguna de las estructuras, o no palpa de manera adecuada.	No realiza la revisión del aparato reproductor.	
<b>Sujeción del paciente</b>	Sostiene de manera adecuada al paciente: por la cabeza a la altura de los hombros del mismo lado que quien toma la muestra, inmovilizándolo para facilitar la toma de muestra.	Sujeta de manera incorrecta al paciente, ocasionando que se mueva de manera excesiva, dificultando la toma de muestra.	Desconoce cómo sujetar al paciente, por lo que se les suelta e imposibilita la toma de muestra.	
<b>Citología vaginal exfoliativa</b>				
<b>Verificación del hisopo</b>	Sujeta de manera adecuada el hisopo por la punta, prensando el algodón entre los dedos sin sacarlo del empaque.	Sostiene el hisopo por el mango y lo verifica una vez que lo sacó del empaque.	No verifica que el algodón esté bien sujeto al bastón del hisopo.	
<b>Limpieza vulvar</b>	Limpia con una torunda húmeda los labios vulvares y el pliegue dorsal con movimientos de embrocado.	Limpia los labios frotando el algodón; no lo humedece o lo humedece demasiado.	No realiza la limpieza de los labios vulvares.	

continúa...



<b>Criterio</b>	<b>Excelente (1 Punto)</b>	<b>Adecuado (0.5 Puntos)</b>	<b>Inadecuado (0 Puntos)</b>	<b>Puntaje y comentarios</b>
<b>Apertura vulvar</b>	Expone de manera adecuada con el índice y abre los labios vulvares con el pulgar y el dedo medio.	Expone de manera incorrecta y no puede abrir los labios vulvares con el pulgar y el dedo medio.	No expone la vulva ni abre los labios vulvares.	
<b>Introducción del hisopo</b>	Introduce el hisopo a 90° del dorso, llegando al cingulum cambia el sentido a posición horizontal.	Introduce el hisopo en posición horizontal o lo introduce a la fosa del clítoris.	No puede introducir el hisopo para tomar la muestra.	
<b>Toma de muestra</b>	Realiza tres movimientos de rotación de la muñeca con el hisopo dentro de la vagina.	No rota la muñeca con el hisopo dentro de la vagina y lo gira sobre su eje.	No rota ni mueve el hisopo, no puede introducir el hisopo.	
<b>Frotis por rodamiento</b>	Efectúa las tres impresiones por rodamiento en la laminilla.	Realiza el frotis, desliza el hisopo sobre el portaobjetos.	No realiza la impronta de células.	
<b>Fijación y tinción de la muestra</b>	Efectúa el procedimiento de fijación y el tren de tinción en dos pasos (30 segundos cada uno).	Fija de manera incorrecta o tiñe en desorden o por tiempo incorrecto la muestra.	No realiza la tinción de la muestra.	
<b>Interpretación diagnóstica</b>	Identifica y describe las células presentes en la citología y emite el diagnóstico de la etapa del ciclo o patología según sea el caso.	Confunde la morfología celular y emite un diagnóstico incorrecto.	No identifica los tipos celulares y desconoce el diagnóstico.	

continúa...



criterio	Excelente (1 Punto)	Adecuado (0.5 Puntos)	Inadecuado (0 Puntos)	Puntaje y comentarios
<b>Colección y evaluación de semen</b>				
Limpieza del prepucio	Limpia con una sanita húmeda el prepucio, y en caso de ser necesario recortar el pelo prepucial.	No humedece la sanita con la que limpia el prepucio.	No limpia el prepucio antes de la colección.	
Masaje sobre el prepucio	Masajea rápida y vigor sobre el prepucio el bulbo del pene.	No proporciona el estímulo correcto, y no logra la erección del pene.	No realiza el masaje o provoca un estímulo doloroso al perro.	
Desenvaine y masaje detrás del bulbo	Desenvaina, por completo, el prepucio hasta atrás del bulbo con un solo movimiento y sujeta por detrás del bulbo formando un "anillo" con el índice y pulgar.	Desenvaina de manera incorrecta, el pene no sale del prepucio, logra una erección incompleta.	No logra desenvainar, el estímulo es incorrecto o doloroso.	
Cobertura del recipiente colector	Cubre con la mano opuesta el recipiente colector.	Cubre de modo incorrecto el recipiente y el semen queda expuesto a la luz.	No cubre el recipiente recolector.	
Rotación del pene y masaje sobre el bulbo	Rota 180° el pene y presiona de forma pulsátil el bulbo del pene.	No puede rotar el pene o continúa con movimientos hacia atrás y adelante una vez que ha rotado.	No rota el pene, no da el masaje en el bulbo y pierde la erección.	
Identificación de las fracciones del semen	Identifica por color las 3 fracciones del semen durante la eyaculación.	No reconoce las fracciones del semen y obtiene gran parte de la tercera fracción.	No distingue las fracciones del semen o no logra la eyaculación.	

continúa...





<b>Criterio</b>	<b>Excelente (1 Punto)</b>	<b>Adecuado (0.5 Puntos)</b>	<b>Inadecuado (0 Puntos)</b>	<b>Puntaje y comentarios</b>
Lubricación del pene y verificación del envainado	Coloca lubricante en el pene, pone a caminar al paciente y revisa que haya envainado por completo al perder la erección.	No lubrica de manera adecuada el pene; sólo, visualmente, verifica la punta del pene permanece expuesto.	No coloca gel lubricante y no verifica que haya envainado el pene.	
Interpretación diagnóstica de parámetros macroscópicos y movilidad	Determina el volumen y color de la muestra, observa al microscopio y emite un porcentaje de movilidad.	Olvida medir los parámetros macroscópicos y determina someramente un porcentaje de movilidad.	No precisa los parámetros macroscópicos ni la movilidad en la muestra.	
<b>TOTAL DE ACIERTOS*: EXCELENTE 9 a 10 / ADECUADO 6 a 8 / INADECUADO &lt; 5</b> * Total de puntos por cada perro (macho / hembra)			<b>CALIFICACIÓN</b>	



## Anexo 1

Formato para el registro de la evaluación reproductiva de la hembra.

**Datos del paciente (Práctica de Reproducción en Caninos)**

Fecha: \_\_\_\_\_

Datos del paciente \_\_\_\_\_ Grupo / Profesor: \_\_\_\_\_  
 Integrantes del Equipo: \_\_\_\_\_  
 Nombre del Paciente: \_\_\_\_\_ Raza: \_\_\_\_\_ Edad: \_\_\_\_\_  
 Fin zootécnico: \_\_\_\_\_ Dieta: \_\_\_\_\_

Sugerencia de algunas preguntas: ¿Cuándo fue el último celo? ¿Número de celos previos? ¿Camadas previas? ¿Monta o inseminación artificial? ¿Alimentación? ¿Problemas reproductivos previos? ¿Infertilidad? ¿Alteraciones en el área genital?

Examen físico general: \_\_\_\_\_ Historia clínica: \_\_\_\_\_

EM:	FC:
CC:	P:
%DH:	FR:
MM:	CP:
Tllc:	PP:
RT:	T°:
RD:	Peso:
LN:	PA:

**Vulva:** \_\_\_\_\_  
**Secreción vulvar:** \_\_\_\_\_  
**Citología vaginal exfoliativa: (células)** \_\_\_\_\_  
 \_\_\_\_\_  
**Diagnóstico:** \_\_\_\_\_

## Anexo 2

Formato para el registro de la evaluación reproductiva del macho

**Datos del paciente (Práctica de Reproducción en Caninos)**

Fecha: \_\_\_\_\_

Datos del paciente \_\_\_\_\_ Grupo / Profesor: \_\_\_\_\_  
 Integrantes del Equipo: \_\_\_\_\_  
 Nombre del Paciente: \_\_\_\_\_ Raza: \_\_\_\_\_ Edad: \_\_\_\_\_  
 Fin zootécnico: \_\_\_\_\_ Dieta: \_\_\_\_\_

Sugerencia de algunas preguntas: ¿Se ha cruzado alguna vez? ¿Camadas previas? ¿Monta o inseminación artificial? ¿Alimentación? ¿Problemas reproductivos previos? ¿Infertilidad? ¿Alteraciones en el área genital?

Examen físico general: \_\_\_\_\_ Historia clínica: \_\_\_\_\_

EM:	FC:
CC:	P:
%DH:	FR:
MM:	CP:
Tllc:	PP:
RT:	T°:
RD:	Peso:
LN:	PA:

**Evaluación del aparato reproductor:** \_\_\_\_\_  
 \_\_\_\_\_  
**Libido:** \_\_\_\_\_  
**Evaluación de semen:**  
 Volumen: \_\_\_\_\_ pH: \_\_\_\_\_  
 Color: \_\_\_\_\_ Movilidad: \_\_\_\_\_  
**Diagnóstico:** \_\_\_\_\_



## 8 Bibliografía

- England G, von Heimendahl A. BSAVA Manual of Canine and Feline Reproduction and Neonatology. 2d. ed. Quedgeley (United Kingdom): British Small Animals Veterinary Association; 2011.
- Feldman E, Nelson R. Endocrinología y Reproducción Canina y Felina. 3a. ed. Buenos Aires (Argentina): Inter-Médica; 2007.
- Galina C, Valencia J. Reproducción de Animales Domésticos. 3a. ed. DF (México): Limusa; 2008.
- Greco D, Davidson A. Small Animal Endocrinology and Reproduction. West Sussex (United Kingdom): Wiley-Blackwell; 2017.
- Johnston S, Root M, Olson P. Canine and Feline Theriogenology. Philadelphia (United States): Saunders; 2001.
- Martí S. Reproducción y neonatología canina y felina. Manuales clínicos por especialidades. España: Servet; 2011.
- Nelson R, Couto C. Medicina Interna de Pequeños Animales. 4a. ed. España: Elsevier Mosby; 2010.
- Noakes D, Parkinson T, England G. Veterinary Reproduction and Obstetrics. 10h. ed. United Kingdom: Saunders Ltd.; 2019.
- Olson P, Thrall M, Wykes P, Nett T. Vaginal Cytology. Part I. A Useful Tool for Staging the Canine Estrous Cycle. *Compend. Contin. Ed. Pract. Vet.* 1984;6(4):288-298.
- Páramo R. Aspectos Reproductivos del Perro Doméstico (*Canis familiaris*) en: Galina C, Valencia J. Reproducción de Animales Domésticos. 32 ed. México: Limusa S.A. de C.V.; 2008.



- Rangel L, Hernández J. Fisiología Reproductiva de los Animales Domésticos. Boeta M, Balcázar J, Cerbón J, Hernández J, Páramo R, Porras A, Salgado B, Valencia J, Zarco L. CDMX (México): Universidad Nacional Autónoma de México; 2018.
- Stornelli M, Luzbel de la Sota R. Manual de reproducción de animales de producción y de compañía. La Plata (Argentina): Editorial de la Universidad de la Plata; 2016.
- Wanke M, Gobello C. Reproducción en Caninos y Felinos Domésticos. Argentina: Inter-Médica; 2006.



## 9 Casos

### CASO 1

#### ¿Qué le pasa a Josefina?

Autores: Rafael Eduardo Paz Benito y Angel Jonathan Balderrama Gamboa

#### APRENDIZAJES

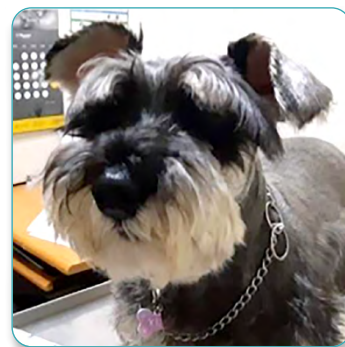
Recordar la fisiología y endocrinología reproductiva de la perra doméstica, así como las bases de anatomía reproductiva propia de la especie y así aplicar los conocimientos y la metodología adecuada para la resolución del caso clínico.

Aplicar el conocimiento adquirido en la práctica sobre ciclo estral y citología vaginal exfoliativa, así como las pruebas complementarias para llegar al diagnóstico.

#### ESCENARIO DEL CASO

Datos del paciente:

- ▶ **Nombre:** Josefina
- ▶ **Especie:** canino
- ▶ **Sexo:** hembra entera
- ▶ **Edad:** siete años
- ▶ **Raza:** Schnauzer miniatura
- ▶ **Residencia:** Ciudad de México (CDMX).





### ANAMNESIS

Paciente que funge como animal de compañía, sin mérito para la reproducción, que se presenta a consulta por la presencia de secreción vaginal amarillenta abundante, ha estado aletargada con hiporexia (no se ha terminado su ración) en las últimas 48 horas.

Las vacunas y desparasitaciones se encuentran al corriente, se mantiene con alimento Super premium y no reporta enfermedades, cirugías o tratamientos farmacológicos u hormonales con anterioridad. Los tutores refieren que no la han esterilizado debido a que no quieren someterla a cirugía de forma innecesaria debido a su edad y el riesgo anestésico que ello representa.

Presentó su último celo hace cinco semanas, con una duración aproximada de dos semanas de secreción serosanguinolenta vaginal. Los propietarios describen que orina mucho y en gran cantidad, así como un incremento notable en la ingesta de agua.

### EXAMEN FÍSICO GENERAL

EM - deprimida	Pulso - Fllc	RD - positivo
FC - 117 lpm	TLLC - 2s	Linfonodos - POP+2
FR - 70 rpm	Mucosas - pálidas	CP - limpios
H% - 6%	PP - negativa	T° - 39.7 °C
CC - 4/5	PA - resistencia a la palpación en abdomen caudal y dolor	Edad: 7 años
Kg - 9.65 kg	RT - negativo	

EM: estado mental; RD: reflejo deglutorio; FC: frecuencia cardiaca; TLLC: tiempo de llenado capilar; POP: Poplíteos; FR: frecuencia respiratoria; CP: campos pulmonares; H%: porcentaje de hidratación; PP: palmo-percusión; T°: temperatura; CC: condición corporal; PA: palpación abdominal; RT: reflejo tusígeno.



**Información destacable.** Dentro de los hallazgos relevantes al examen físico se observa un signo de abdomen agudo, con distensión abdominal ligera y dolor a la palpación, fiebre, sobrepeso, linfonodos poplíteos incrementados de tamaño, el estado de hidratación muestra alteración ligera y las mucosas son pálidas.

**Observaciones en el examen físico general.** Secreción vaginal mucopurulenta abundante, fétida, de color verde-amarillento.



**Imagen 1.** Secreción vaginal mucopurulenta de color verde-amarillento. Vista antes y después de rasurar la zona genital (Fotografías: MVZ Angel J. Balderrama Gamboa y MMVZ Rafael E. Paz Benito).

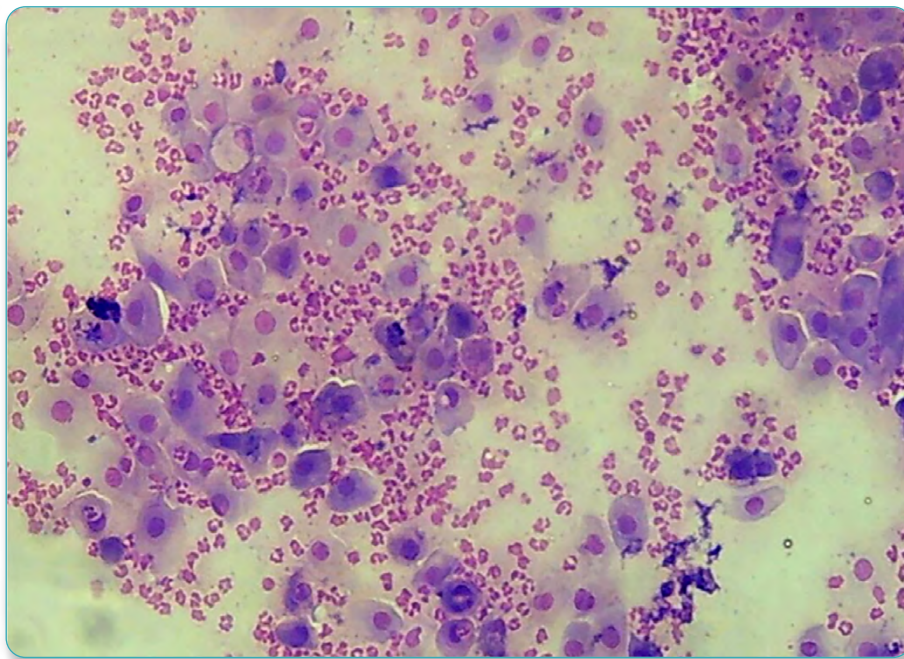
### ACTIVIDADES

En un documento no mayor a tres cuartillas, responde de manera clara y concisa las siguientes preguntas correspondientes al caso clínico de Josefina:

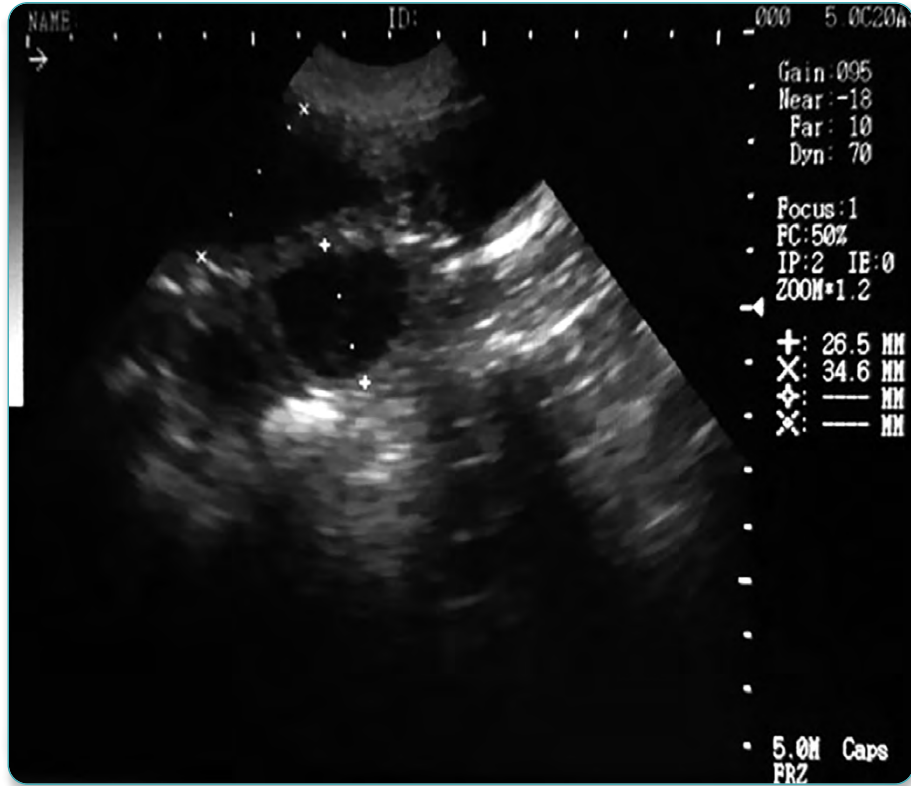
1. Enlista los signos clínicos relevantes del caso.
2. Describe al menos dos propuestas de diagnósticos presuntivos a partir de los datos recopilados durante la anamnesis, y los exámenes físico general y reproductivo del paciente. Fundamenta cada uno de ellos.



3. ¿Qué pruebas sugieren realizar al paciente para llegar al diagnóstico definitivo? Explica el porqué de cada una de ellas. Menciona al menos tres que te brinden información relevante para el abordaje diagnóstico y la resolución del caso.
4. Investiga las fases del ciclo estral de la perra y sus características endocrinas y citológicas. Haz un cuadro con los datos e indica cómo se relaciona esos rasgos con tus diagnósticos presuntivos.
5. ¿Cuáles son los factores predisponentes para tus diagnósticos presuntivos?
6. Menciona cinco pruebas que utilizarías para llegar al diagnóstico final y la información que esperas obtener de cada una de ellas.
7. Interpreta la siguiente citología vaginal exfoliativa y la imagen ultrasonográfica (ultrasonido de abdomen caudal) para llegar al diagnóstico final.







8. Por último, menciona cuál es el tratamiento de elección para Josefina y justifica de forma breve tu respuesta.

NOTA: incluir los apoyos bibliográficos empleados, en una cuartilla independiente del escrito.



**RÚBRICA:** para calificar el caso de Josefina.

Integrantes: \_\_\_\_\_  
\_\_\_\_\_  
\_\_\_\_\_

	<b>Inadecuado (0 Puntos)</b>	<b>Adecuado (1 Punto)</b>	<b>Bien (2 Puntos)</b>	<b>Puntaje y comentarios</b>
<b>El alumnado es capaz de identificar y abstraer los signos clínicos de la historia clínica, el examen físico.</b>	El alumnado no identificó los datos relevantes de la historia clínica y del examen físico solamente identifica 1 signo clínico.	El alumnado reconoció 2 datos relevantes de la historia clínica y 2 signos clínicos relevantes en el examen físico.	El alumnado identificó todos los datos relevantes de la historia clínica y los hallazgos relevantes en el examen físico.	
<b>A partir de los hallazgos, el alumnado propone diagnósticos presuntivos para el padecimiento y es capaz de identificar las causas predisponentes de los diagnósticos presuntivos propuestos.</b>	Propone 1 posible causa o diagnóstico presuntivo y no identificó las causas predisponentes de los diagnósticos presuntivos.	Propone entre 2 y 4 causas o diagnósticos presuntivos, identificó 1 causa predisponente.	Propone 5 o más diagnósticos posibles e identificó todas las causas predisponentes para dichos diagnósticos.	
<b>El alumnado propone pruebas diagnósticas y justifica su utilización.</b>	Propone 1 prueba diagnóstica para llegar al diagnóstico.	Propone 2 pruebas diagnósticas para llegar al diagnóstico.	Propone 3 pruebas diagnósticas para llegar al diagnóstico.	
<b>El alumnado relaciona el ciclo estral y sus características endocrinas y citológicas, con las posibles afecciones reproductivas.</b>	Muestra errores en el conocimiento del ciclo estral y de su endocrinología, por lo que su inferencia sobre el efecto en las afecciones reproductivas es errónea.	Identifica las etapas y endocrinología del ciclo estral, pero no logra relacionarlo con las posibles afecciones reproductivas.	Reconoce la importancia de las diferentes etapas del ciclo estral y su ambiente endócrino, para las posibles afecciones infecciosas.	

continúa...



	Inadecuado (0 Puntos)	Adecuado (1 Punto)	Bien (2 Puntos)	Puntaje y comentarios
El alumnado es capaz de interpretar las imágenes proporcionadas e identifica el diagnóstico definitivo.	El alumnado no interpretó las imágenes proporcionadas, ni identificó el diagnóstico definitivo.	El alumnado tuvo errores en la interpretación de las imágenes proporcionadas, o en el diagnóstico definitivo propuesto.	El alumnado interpretó con claridad las imágenes proporcionadas, y llegó al diagnóstico definitivo correcto.	
El alumnado es capaz de proponer y justificar el tratamiento acorde al diagnóstico definitivo.	El alumnado no propuso o no justificó, un tratamiento acorde al diagnóstico definitivo.	El alumnado tuvo errores en el tratamiento o en la justificación del mismo.	El alumnado propuso un tratamiento correcto y justificó el mismo, de acuerdo al diagnóstico definitivo.	
Bien: 9 a 12 puntos / Adecuado: 6 a 8 puntos / Inadecuado: 0 a 5 puntos				

## Caso 2

### Porfirio orina mucho

Autores: Rafael Eduardo Paz Benito y Ángel Jonathan Balderrama Gamboa

#### APRENDIZAJES

Recordar la anatomía y fisiología del aparato reproductor del macho canino, para aplicar los conocimientos y la metodología adecuada para la resolución del caso clínico.

Aplicar el conocimiento adquirido en la práctica sobre las técnicas de evaluación reproductiva del semental, colección y evaluación de semen, así como las pruebas complementarias para llegar al diagnóstico.



## ESCENARIO DEL CASO

Datos del paciente:

- Nombre: Porfirio
- Especie: canino
- Sexo: macho entero
- Edad: seis años
- Raza: American Staffordshire terrier
- Residencia: Ciudad de México (CDMX)



## ANAMNESIS

Paciente que se presenta a consulta médica por sangrado al orinar, incremento en el volumen y número de veces, orina en forma de chorros intermitentes; con una duración aproximada de dos días.

Las vacunas y desparasitaciones se encuentran al corriente, se alimenta con alimento premium y no reporta enfermedades previas. El paciente se encuentra esterilizado y explican que fue adoptado hace aproximadamente tres años. Convive con otro perro de edad avanzada que no ha presentado ninguna alteración.

## EXAMEN FÍSICO GENERAL

EM - alerta/responsivo	Pulso - Filc	RD - positivo
FC - 120 lpm	TLLC - 1s	Linfonodos - POP+1
FR - 36 rpm	Mucosas - rosadas	CP - limpios
H% - <5 %	PP - negativa	T° - 38.6 °C
CC - 3/5	PA - sin alteraciones	Edad: 6 años
Kg - 24.3 kg	RT - negativo	

EM: estado mental; RD: reflejo deglutorio; FC: frecuencia cardiaca; TLLC: tiempo de llenado capilar, POP: Poplíteos; FR: frecuencia respiratoria; CP: campos pulmonares; H%: porcentaje de hidratación; PP: palmo-percusión; T°: temperatura; CC: condición corporal; PA: palpación abdominal; RT: reflejo tusígeno.

\*Las constantes fisiológicas se encuentran en rangos normales\*



**Información que destacar.** No se observan alteraciones relevantes al examen físico, sólo se observa un incremento ligero en el tamaño de los linfonodos poplíteos. Es importante poner atención en la información que aporta la historia clínica.

### EXAMEN DEL APARATO REPRODUCTOR

- Testículo derecho: paciente castrado.
- Testículo izquierdo: paciente castrado.
- Epidídimo: paciente castrado.
- Pene: sin alteraciones aparentes.
- Escroto: sin alteraciones aparentes.
- Prepucio: presencia abundante de esmegma.
- Próstata: se palpa agrandamiento; sin pérdida del rafe medio, desplazamiento hacia la parte craneal y caída al abdomen; la consistencia es firme, dura y se percibe dolor al tacto rectal.

### EXAMEN DE LA LIBIDO

Paciente tranquilo, distraído y disperso, con respuesta regular a la colección por estimulación manual, se logra la erección completa y eyaculación aparentemente completa, con presencia de hemospermia.

**Resultado:** Regular

### EXAMEN DE SEMEN

Valores macroscópicos

- **Volumen:** 3 ml
- **Color:** rojo (sangre).
- **pH:** 6.0





Valores microscópicos

- ▶ **Movilidad:** no fue posible determinarla.
- ▶ **Mortalidad:** no fue posible determinarla.
- ▶ **Anormalidades:** no fue posible determinarlas.

### ACTIVIDADES

En un documento no mayor a tres cuartillas, responde de manera clara y concisa las siguientes preguntas correspondientes al caso clínico de Porfirio:

1. Enlista los signos clínicos relevantes al caso.
2. Propón al menos dos diagnósticos presuntivos a partir de los datos recopilados con antelación durante la anamnesis y el examen físico general y reproductivo del paciente.
3. Al establecer el plan diagnóstico, ¿qué pruebas sugieren realizar al paciente y por qué? Menciona al menos tres muestras que te den información útil para la resolución del caso. Considera sólo aquellas pruebas que te brindan información relevante para el abordaje diagnóstico.
4. Investiga cuáles son las características y los valores del espermograma del eyaculado de los caninos y compara los resultados del caso.
5. ¿Cuáles son los factores predisponentes para tus posibles diagnósticos?
6. Menciona cinco pruebas que utilizarías para llegar al diagnóstico final y la información que esperas obtener de cada una de ellas.
7. Interpreta las siguientes imágenes y menciona que información te aporta para la resolución del caso.



- ▶ ¿Qué procedimiento se está realizando, y qué hallazgos esperarías encontrar en un individuo sin afecciones?



- ▶ Ultrasonido de abdomen caudal.



8. Menciona, por último, ¿cuál es el tratamiento de elección para Porfirio? justifica de forma breve tu respuesta.

NOTA: incluir los apoyos bibliográficos empleados, en una cuartilla independiente a la del escrito.

**RÚBRICA:** para calificar el caso de Porfirio.

Integrantes: \_\_\_\_\_  
\_\_\_\_\_  
\_\_\_\_\_

	Inadecuado (0 Puntos)	Adecuado (1 Punto)	Bien (2 Puntos)	Puntaje y comentarios
El alumnado es capaz de identificar y abstraer los signos clínicos de la historia clínica, el examen físico.	Alumnas y alumnos no identificaron los datos relevantes de la historia clínica y al examen físico, sólo identifica un signo clínico.	El alumnado reconoció 2 datos destacados de la historia clínica y 2 signos clínicos relevantes en el examen físico.	El alumnado identificó todos los datos significativos de la historia clínica y los hallazgos relevantes en el examen físico.	
A partir de los hallazgos el alumnado propone diagnósticos presuntivos para el padecimiento.	Propone 1 o 2 posibles causas o diagnósticos probables.	Plantea entre 3 y 4 causas o evaluaciones posibles.	Propone 5 o más juicios factibles.	
El alumnado propone pruebas diagnósticas y justifica su utilización.	Propone 1 prueba de evaluación para lograr el diagnóstico.	Propone 2 pruebas de valoración para alcanzar al diagnóstico.	Propone 3 pruebas diagnósticas para llegar al diagnóstico.	

continúa...





	<b>Inadecuado (0 Puntos)</b>	<b>Adecuado (1 Punto)</b>	<b>Bien (2 Puntos)</b>	<b>Puntaje y comentarios</b>
<b>El alumnado identifica las características de un espermiograma normal, y puede contrastarlas con las del caso.</b>	Muestra errores en el conocimiento de las características de un espermiograma normal; en consecuencia, su inferencia sobre el caso es errónea.	Identifica las características de un espermiograma normal, pero no logra relacionarlo con los detalles del caso.	Reconoce la importancia de las características de un espermiograma normal e identifica los contrastes relevantes en el caso.	
<b>El alumnado es capaz de reconocer las causas predisponentes de los diagnósticos presuntivos propuestos.</b>	El alumnado no identificó las causas de los diagnósticos probables.	El alumnado sólo identificó 2 causas predisponentes para cada uno de los diagnósticos presuntivos, o no identificó causas para alguno de ellos.	Alumnas y alumnos identificaron todas las causas para los diagnósticos probables.	
<b>El alumnado es capaz de interpretar las imágenes proporcionadas e identifica el diagnóstico definitivo.</b>	El alumnado no interpretó las imágenes proporcionadas, ni identificó el diagnóstico definitivo.	El alumnado tuvo errores en la interpretación de las imágenes proporcionadas o en la evaluación definitiva.	El alumnado interpretó de manera adecuada las imágenes proporcionadas, y llegó al diagnóstico definitivo correcto.	
<b>El alumnado es capaz de proponer y justificar el tratamiento acorde al diagnóstico definitivo.</b>	Alumnas y alumnos no propusieron, o no justificaron, un tratamiento acorde al diagnóstico definitivo.	El alumnado tuvo errores en el tratamiento, o no pudo justificarlo.	El alumnado propuso un tratamiento correcto y lo justificó, de acuerdo al diagnóstico definitivo.	
<b>Adecuado: 11 a 14 puntos / Regular: 7 a 10 puntos / Inadecuado: 0 a 6 puntos</b>				



Prácticas de manejo  
reproductivo  
en animales domésticos

# Manejo reproductivo en el equino

## P RÁCTICA 9

*Myriam Boeta Acosta*  
*Maricruz Díaz Durán*



# Manejo reproductivo en el equino

## PRÁCTICA 9

Autores: Myriam Boeta Acosta y Maricruz Díaz Durán



### 1 Introducción

Los equinos son una especie poliéstrica estacional de días largos, por lo que la mayoría de las yeguas comienzan su actividad ovulatoria durante la primavera-verano, mientras que en los días de menos horas luz (otoño-invierno) comienza a reducirse la proporción de hembras que continúan ovulando hasta llegar a la época anovulatoria, momento en que no será posible establecer una gestación. Por esta razón, en la especie equina se requiere poner especial atención para lograr buenos índices reproductivos durante la época de fotoperiodo largo. El manejo reproductivo está enfocado a detectar adecuadamente los signos del estro, evaluar el aparato reproductor de la yegua y del semental, realizar el manejo de la monta natural o de la inseminación artificial para obtener adecuados índices de gestación, y llevar a cabo el diagnóstico de preñez por medio de la ultrasonografía.



## 2 Objetivo

El alumnado conocerá las técnicas más utilizadas en el manejo reproductivo del equino, mediante la práctica de actividades como la detección de estros, la colección y evaluación de semen, la inseminación artificial y el diagnóstico de gestación para aplicarlos en la vida profesional.

El alumnado observará y en algunas ocasiones realizará las siguientes actividades en el manejo reproductivo del equino.



- ▶ Elaborar el examen de los órganos reproductivos de la hembra mediante la inspección, palpación, ultrasonografía y vaginoscopia, para identificar el estado de salud reproductivo de la hembra.
- ▶ Realizar la detección de estros mediante la observación del comportamiento característico en la hembra y macho en caballos y burros, para determinar el manejo reproductivo a seguir.
- ▶ Recolectar del semen mediante el uso de la vagina artificial y realizar su evaluación con el uso del microscopio óptico así como con el sistema computarizado de evaluación de semen que llevará a la identificación de las características y particularidades más sobresalientes del eyaculado en el equino. Desarrollar la técnica de inseminación artificial transcervical; se utilizará una pipeta de inseminación para depositar el semen en el útero de la hembra.
- ▶ Establecer el diagnóstico de gestación mediante el uso de ultrasonido de tiempo real para identificar las estructuras más importantes como la vesícula embrionaria, latido cardíaco y las membranas placentarias.



### 3 Actividades

- ▶ Presentación de los académicos y alumnos de la clínica (5 min).
- ▶ Examen clínico general (10 min).
- ▶ Detección de estros o recelado (10 min).
- ▶ Examen del aparato reproductor de la hembra:
  - ◆ Evaluación de la conformación perineal e índice de Caslick (10 min).
  - ◆ Palpación del cérvix, útero y ovarios por vía rectal (20 min).
  - ◆ Vaginoscopía (20 min).
- ▶ Ultrasonografía de yeguas no gestantes (30 min).
- ▶ Inseminación artificial.
- ▶ Colección de semen con vagina artificial (20 min).
- ▶ Evaluación de semen (30 min).
- ▶ Inseminación artificial por vía transvaginal (30 min).
- ▶ Diagnóstico de gestación (45 min).

**VIDEOS INSTRUCCIONALES.** Para mayor comprensión de los videos, se recomienda previamente leer toda la práctica.

1. Manejo de la yegua: 
2. Manejo del semental: 



## 4 Habilidades y destrezas por adquirir

Actividades	Destrezas
El alumnado evaluará a una yegua durante el recelado con el semental, diferenciando la receptividad sexual en el estro y el rechazo de la hembra durante el diestro.	Será capaz de detectar los signos de estro de la yegua durante la presencia del semental, identificando el espejeo (eversión del clítoris), la quietud de la hembra (inmovilidad a la monta), emisión de orina, que baje los miembros posteriores. Mientras que la yegua en diestro será agresiva y no cooperativa con el macho.
El alumnado observará y en algunos casos realizará las técnicas de vaginoscopia, palpación rectal, evaluación de la conformación perineal y ultrasonografía en yeguas –en diferentes etapas del ciclo estral–, ponderando los cambios anatómicos y fisiológicos en el útero y ovarios en cada etapa.	Identificará el vaginoscopio, realizará el lavado de la zona perineal de las yeguas. Reconocerá la forma correcta de introducir el guante de palpación, el gel para lubricar y la manera de introducir los dedos a través del recto. Evaluará la conformación perineal, para obtener el índice de Caslick. Determinar en el ultrasonido, la apariencia del edema característico de estro como rueda de carreta o rebanada de naranja que se observa en los cuernos uterinos, mientras que en diestro habrá ausencia de dicho edema. En los ovarios identificará los folículos y su diámetro, poniendo atención especial en las yeguas en estro que tengan folículos mayores a 30 mm de diámetro. Mientras que en diestro observará la presencia del cuerpo lúteo.
El alumnado observará la técnica de inseminación artificial transcervical en material de rastro o en material plastinado.	Identificará las principales barreras anatómicas para realizar la técnica de IA transcervical.
El alumnado observará y –en algunos casos– realizará la colección de semen, además por equipo, evaluarán la concentración espermática y a través del Sistema computarizado de semen (SCA®) observarán la motilidad y morfometría espermática.	Conocerá el armado de una vagina artificial y las características que debe poseer para poder recolectar el semen. Conocerá los criterios para su evaluación macroscópica y las principales características propias del eyaculado, así como conocerá los parámetros seminales obtenidos con el sistema (SCA®).
El alumnado observará algunos diagnósticos de gestación por medio de ultrasonografía en diferentes edades gestacionales.	Evaluará mediante la observación de las imágenes del ultrasonido las estructuras anatómicas como son: cuerpo lúteo, vesícula embrionaria, latido cardiaco, membranas fetales y el movimiento fetal y las diferentes estructuras anatómicas de la gestación (corazón, gónadas, costillas).



## 5 Materiales

Cada estudiante deberá contar con pijama quirúrgica completa u overol, calzado de trabajo (botas con casquillo), bata para el laboratorio y guantes de palpación y exploración.

**Material en las mangas de manejo:** Ronzales, gel lubricante estéril y no estéril, sanitas, vendas, jabón neutro, vaginoscopio, vulvometro (regla y transportador), clorhexidina, lámpara de exploración, material plastinado, vaginas artificiales –una de ellas preparada para colección–, material para calentar agua y llenar la vagina artificial, ultrasonido EDAN y transductor.

**Material de laboratorio:** microscopios ópticos, sistema SCA®, cubreobjetos, portaobjetos, cámara de Neubauer, formalina 4 %, tinción eosina-nigrosina, pipeta para glóbulos rojos, termoplatina, vasos de muestras, pipetas y microtubos.

## 6 Desarrollo de la práctica

El tiempo estimado para realizar la práctica es de cuatro horas, iniciando a las 10 am y concluyendo a las 2 pm.

Los responsables de la práctica se presentarán y darán una breve introducción de las actividades académicas, de investigación y difusión que se realizan en la clínica de reproducción de équidos de la FMVZ-UNAM.

Al inicio de la práctica se dividirá al grupo en equipos de cinco alumnos, comenzando las actividades en los corrales de las yeguas para que lleven a cabo el examen físico general y el recelado. Después se llevarán a las yeguas a la manga de manejo para observar la



evaluación ginecológica externa para evaluar la conformación perineal y el índice de Caslick, así como la vaginoscopia, palpación rectal y ultrasonografía; podrán interactuar dos alumnos en cada manejo.

En el área de monta (maniquí o potro), todos los alumnos observarán la colección de semen y uno de ellos podrá realizar la recolección con ayuda de la vagina artificial. Una vez obtenido el semen, se llevará al laboratorio de alumnos, donde por equipo podrán evaluar la concentración, motilidad y morfología con ayuda de los microscopios ópticos que cada grupo tenga, mientras tanto, uno de los académicos les mostrará la evaluación de semen por medio del Sistema computarizado de semen (SCA®). Terminando la práctica con semen, el grupo regresará a las mangas de manejo para que los alumnos puedan manipular el material de rastro o los órganos plastinados para realizar la inseminación artificial. En esta misma área se realizará, al final, el diagnóstico de gestación en yeguas que cuenten con gestaciones de 15, 30, 45 y más de 100 días de gestación (ver anexo de rubrica de evaluación práctica). Los grupos de licenciatura de más de 15 alumnos serán divididos en dos subgrupos, en cada uno de estos se repartirán las actividades de macho para el grupo 1 y hembra para el grupo 2 y viceversa.

### DetECCIÓN DE ESTROS O “RECELADO”

La aceptación del garañón por parte de la yegua solamente ocurre durante el estro, cuya duración promedio es de cinco a siete días. El estro se distingue por una aceptación total al garañón y un ritual precopulatorio seguido por la monta, la cópula y la eyaculación.





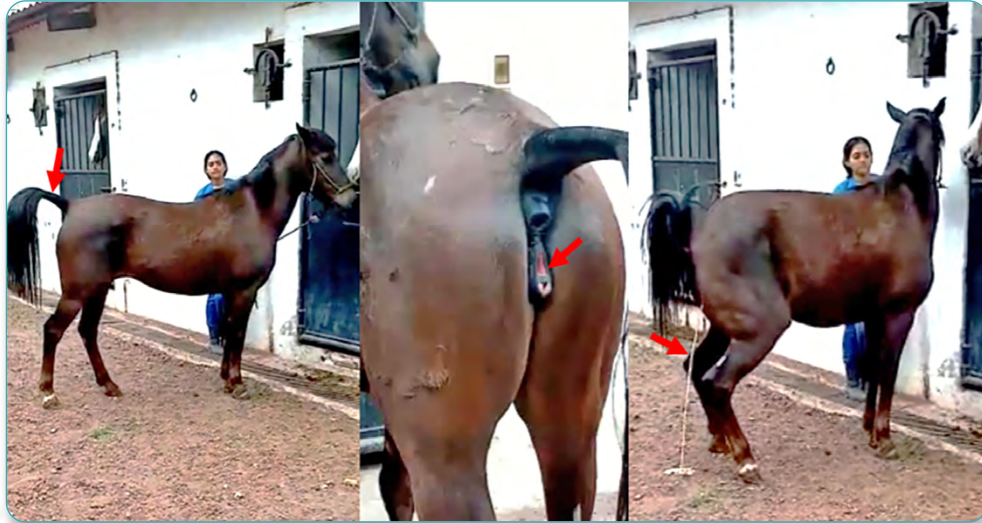
La detección del estro o “recelado” se realiza usualmente de manera grupal; al semental se le lleva hasta el corral de las hembras para que identifique a la(s) posible(s) hembra(s) en celo y en seguida se le presentan de manera individual (**Imagen 1**).



**Imagen 1.** Se muestra la manera de presentar al garañón enfrente de las yeguas, tanto de manera grupal como individual. Lado derecho: se muestra el uso del tirapié en la yegua, para evitar que ésta lastime al semental.

## Signos del estro

Las yeguas pueden atraer al garañón mediante señales visuales y olfativas. La yegua en estro adopta una posición característica: separa los miembros posteriores y levanta la cola; relaja el músculo de la cadera con flexión del corvejón (asociado al descenso del área perineal); emite unos chorros de orina, relaja la porción ventral de la vulva y muestra el signo de “espejeo”, que es el movimiento rítmico de los labios vulvares (**Imagen 2**).



**Imagen 2.** Signos de estro señalados con una flecha roja, donde se observa a la yegua levantar la cola (**Lado izquierdo**), la eversión del clítoris “espejeo” (**Imagen central**) y la emisión de orina (**Lado derecho**).

La micción sirve como atractivo visual para el garañón, el cual responde con gran excitación olfateando, lamiendo los genitales y realizando el signo de *flehmen*, con el objeto de detectar la presencia de feromonas indicativas de estro (**Imagen 3**).

La yegua en estro muestra una actitud tranquila y de interés al sexual; en cambio, si no se encuentra en estro, presenta una actitud de resistencia activa: cuando el macho se acerca, la yegua echa las orejas hacia atrás, aprieta la cola hacia el perineo, adopta una postura agresiva, chilla e intenta cocear y morder (**Imagen 4**).



**Imagen 3.** Signo de *flehmen*, que se observa con la eversión del belfo superior en ambos sementales.



**Imagen 4.** Actitud de rechazo total hacia el garañón cuando la yegua no se encuentra en estro.



## Examen del aparato reproductor de la yegua

El examen del aparato reproductor de la yegua se realiza mediante las técnicas de palpación rectal, ultrasonografía y vaginoscopia; también pueden realizarse pruebas complementarias específicas para diagnosticar yeguas problema, que en esta práctica no se incluirán.

**Palpación del cérvix, útero y ovarios por vía rectal.** Antes de llevar a cabo el examen rectal es conveniente que el alumno mida la longitud de sus dedos y la palma de cada mano, para utilizar estas medidas como referencia de longitud y diámetro cuando se evalúe el aparato reproductor.

La persona que vaya a realizar la palpación rectal debe tener las uñas recortadas; sin anillos o pulsera en las manos antes de colocarse el guante de palpación, que debe lubricarse, por completo, antes de iniciar la palpación.

La mano debe introducirse, colocando los dedos en forma cónica, posición que permite la dilatación gradual del ano. Se debe imprimir a la mano un movimiento de rotación para facilitar el paso a través del esfínter anal (**Imagen 5**).

La yegua responde, en general, a ese estímulo defecando, hecho que facilita el examen al permitir trabajar en un recto vacío. Si el animal no defeca, se necesita retirar todo el excremento posible, ya que además de obstruir, es fácil que el excremento se confunda con estructuras ováricas. El palpador nunca debe forzar el brazo hacia adelante en el momento de una contracción peristáltica, pues el forcejeo causaría fácilmente lesiones rectales; durante una contracción de este tipo el brazo debe permanecer inmóvil.



**Imagen 5.** Los dedos se colocan en forma cónica al introducir la mano a través del recto.

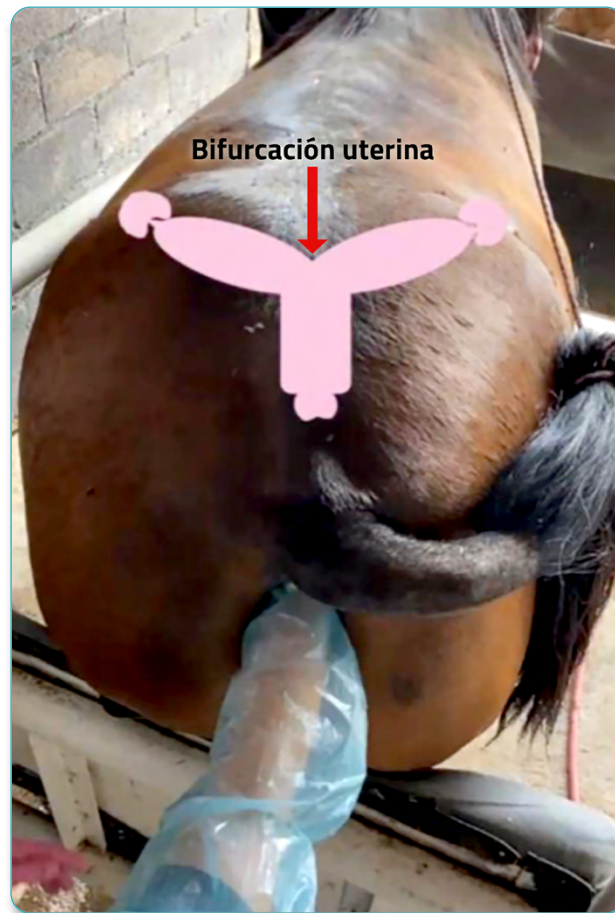
**Palpación del cérvix.** De manera inicial la mano palpa dentro del recto el cérvix, que se localiza haciendo presión y deslizando la mano sobre el piso de la pelvis; en el equino el cérvix no puede sujetarse ni retraerse como en la vaca. Se evaluará su posición con relación al techo o piso de la vagina, su consistencia, diámetro y longitud.

Durante el diestro y la gestación, el cérvix se encontrará apretado (cerrado) –en forma tubular y de consistencia firme– y se ubicará hacia el techo de la vagina debido a la influencia de la progesterona. A causa de los estrógenos –durante el estro– el cérvix se relaja, presenta una consistencia suave, hay edema y está caído por completo en el piso de la vagina, de ahí que se dificulte su palpación. Si los ovarios permanecen inactivos, como sucede durante la época anovulatoria, el cérvix está relajado o flácido, aunque no presenta edema.

**Palpación del útero.** En posición craneal al cérvix se encuentra el útero, que tiene forma de T en yeguas no gestantes. Este órgano se puede localizar al introducir el brazo entre 45 y 50 cm en el recto.



La mano debe pasarse sobre el cuerpo uterino y después deslizarse sobre cada uno de los cuernos, desde la bifurcación hasta la punta, para evaluar su tamaño, consistencia, contenido y forma (**Imagen 6**).

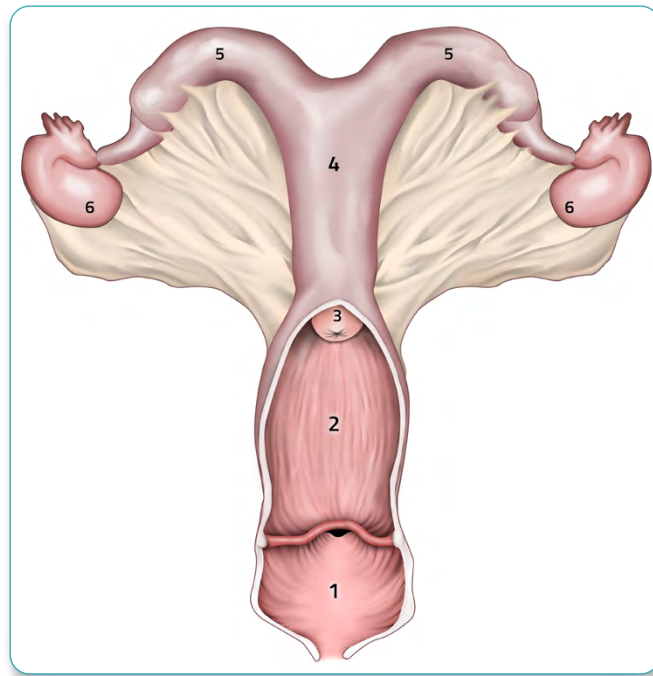


**Imagen 6.** Se observa la manera de realizar la palpación rectal sobre los cuernos uterinos, comenzando por la bifurcación uterina.

Las características del útero también se modifican de acuerdo con la etapa del ciclo estral en que se encuentre la yegua. En el diestro, el útero tiene cierto grado de tono y forma de tubo, mientras que



durante el estro el útero está más relajado e incrementa su diámetro pudiendo perder su forma tubular; ambos cambios se deben a la formación de edema en el endometrio (**Imagen 7**).



**Imagen 7.** Esquema del aparato reproductivo de la yegua. Se muestra el vestíbulo (1), la vagina (2), el cérvix (3), el cuerpo del útero (4), los cuernos uterinos (5) y los ovarios (6). (Imagen elaborada por Carlos Iván Sánchez).

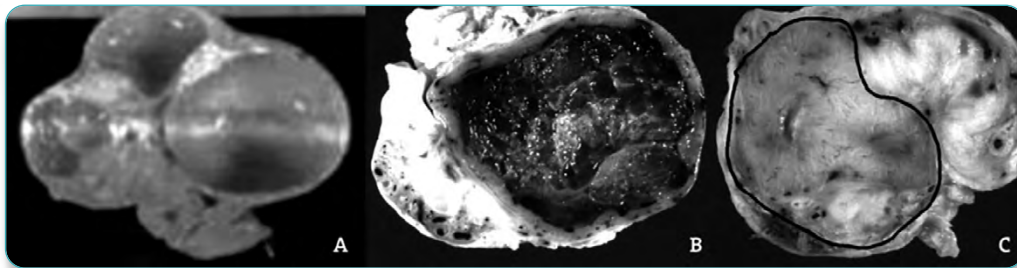
**Palpación de los ovarios.** En el cuadrante dorsolateral de la pelvis se localizan los ovarios; están suspendidos en la parte dorsolumbar por un ligamento ancho que puede ser de ayuda para encontrar los ovarios.

Con movimientos laterales, los ovarios podrán palparse en la pared abdominal con la palma de la mano (**Imagen 8**). El ovario derecho se localiza entre cinco y 30 cm detrás del riñón correspondiente; el ovario izquierdo está más atrás que el ovario derecho.



**Imagen 8.** Palpación de los ovarios. Se empieza en la bifurcación uterina y por los cuernos uterinos se llega a los ovarios.

Los folículos ováricos son mayores en la yegua que en otras especies, a veces llegan a medir entre dos y seis cm de diámetro; así se facilita palpación. La fosa de ovulación, a través de la cual ovula la yegua, se identifica por una hendidura en la parte ventral del ovario. Inmediatamente después de la ovulación se forma el cuerpo hemorrágico, que tiene una consistencia suave y esponjosa. El cuerpo lúteo se forma dentro del ovario, y como no protruye, (no se desplaza hacia la superficie), es difícil de palpar (**Imagen 9**).



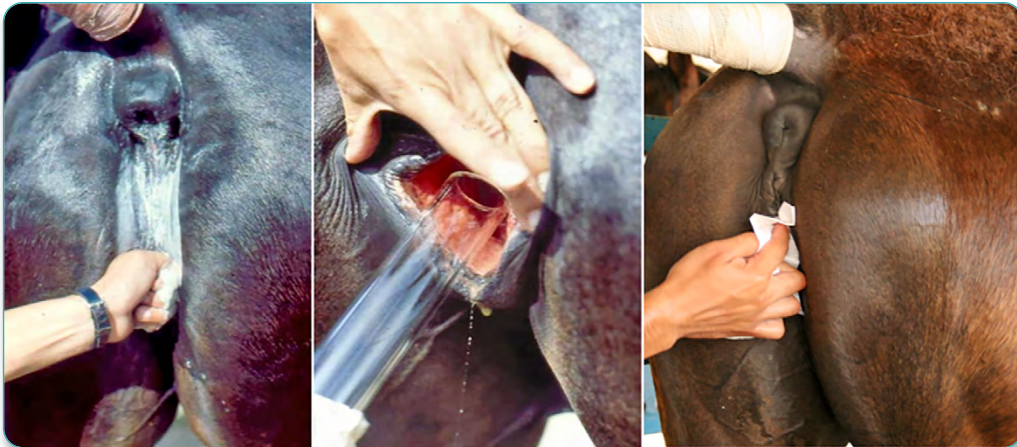
**Imagen 9.** Estructuras ováricas. **A:** ovario con la cavidad que corresponde al folículo; **B:** cuerpo hemorrágico; **C:** cuerpo lúteo.





**Vaginoscopía.** Permite la observación directa de la vagina y la entrada del cérvix. Este examen requiere una completa limpieza de la región perineal y el uso de un espéculo estéril. Se lava toda la zona perineal y los labios vulvares con jabón quirúrgico, o cualquier otro que no sea irritante. La limpieza se realiza con la mano cerrada, o con el dorso de ésta, de manera que las uñas no provoquen una laceración en la mucosa.

Al inicio, el espéculo debe introducirse en forma diagonal respecto del techo y el piso de la vagina, dirigiéndose hacia arriba y hacia adelante hasta pasar por encima del borde de la pelvis (**Imagen 10**). Una vez que se ha introducido el vaginoscopio; con ayuda de una fuente de luz se examina el color, la posición y el grado de relajación del cérvix, así como la cantidad y calidad de las secreciones.



**Imagen 10.** Limpieza de la zona perineal e introducción del vaginoscopio; que antes se ha lubricado con gel estéril sin antibióticos.

A continuación se muestran imágenes obtenidas por vaginoscopia, donde se observa el cérvix en diferentes etapas reproductivas (**Imagen 11**).



**Imagen 11.** **Izquierda**, estro: cuando la yegua esté receptiva al semental, el cérvix se observará relajado y sobre el piso de la vagina. **Centro**, diestro: cuando la yegua no esté receptiva al semental – debido a que se encuentra bajo la influencia de la progesterona–, el cérvix se verá cerrado y sobre el techo de la vagina. **Derecha**, se observa el cérvix en una yegua gestante, el cual se encontrará, por completo, firme y cerrado; tanto, que ni siquiera se notarán los pliegues endometriales.

## Ultrasonografía en yeguas no gestantes

La técnica de ultrasonografía se basa en la emisión de ondas sonoras de alta frecuencia que se producen por la estimulación de cristales piezoeléctricos localizados dentro de un transductor. Las ondas de ultrasonido se propagan a través de los tejidos y se reflejan en forma de eco hacia el transductor que también actúa como receptor. La magnitud de las ondas sonoras reflejadas es directamente proporcional a la diferencia de densidad en la unión de dos tejidos.

En general, a mayor densidad de tejidos, mayor será la impedancia<sup>1</sup> para la propagación de las ondas sonoras y la fuerza del eco producido.

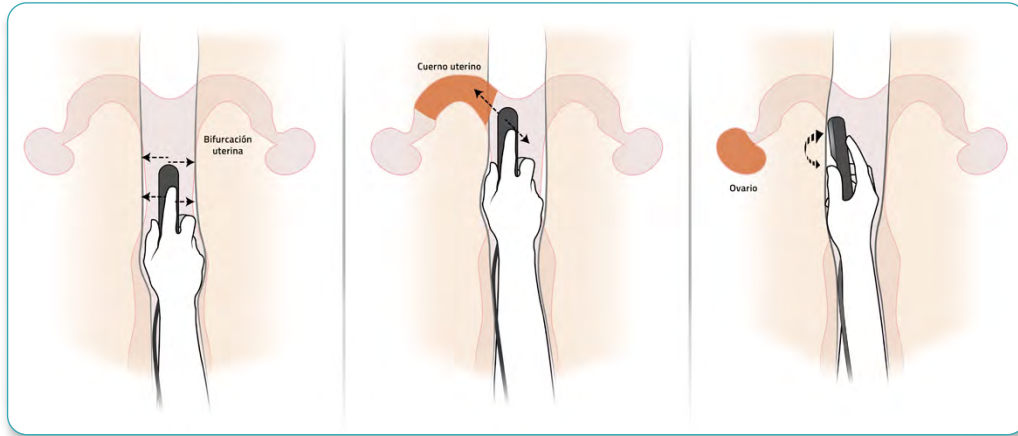
<sup>1</sup> La impedancia es una medida de oposición que presenta un circuito a una corriente cuando se aplica una tensión.



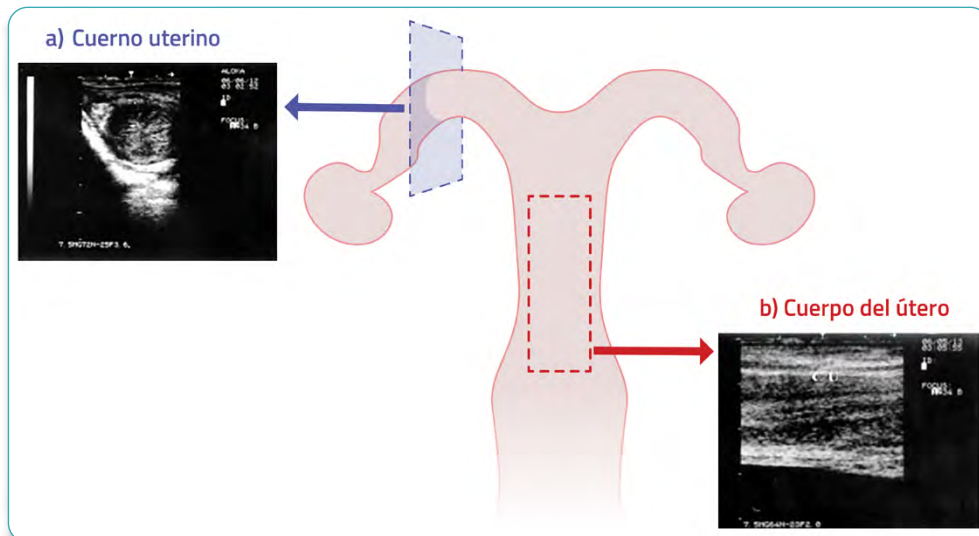
El hueso origina, así, una imagen blanca brillante (hiperecogénica), mientras que el músculo, una imagen gris (hipoecogénica). Los líquidos son excelentes conductores de sonido, por lo que casi no lo reflejan, y producen una imagen negra homogénea (anecoica). El aire, al final, no transmite de manera eficiente las ondas sonoras; en consecuencia, si entre el transductor y los tejidos quedan espacios vacíos, la imagen se pierde.

El transductor debe introducirse en el recto; el operador lo sostiene en todo momento con su mano, que se moverá dentro del recto para recorrer el tracto reproductor en forma similar a si estuviese realizando la palpación rectal. Antes de introducir el transductor se debe cubrir con gel para asegurar un adecuado contacto entre la mucosa intestinal y el transductor. En todo momento el transductor debe presionar, con suavidad, hacia la pared rectal. De este modo, se mantendrá siempre en contacto íntimo con su mucosa rectal, debajo de la cual se localiza la superficie del útero. El cuerpo del útero, inicialmente, se localiza y moviendo el transductor de lado a lado a lo ancho del cuerpo, se llega a la bifurcación uterina (**Imagen 12**).

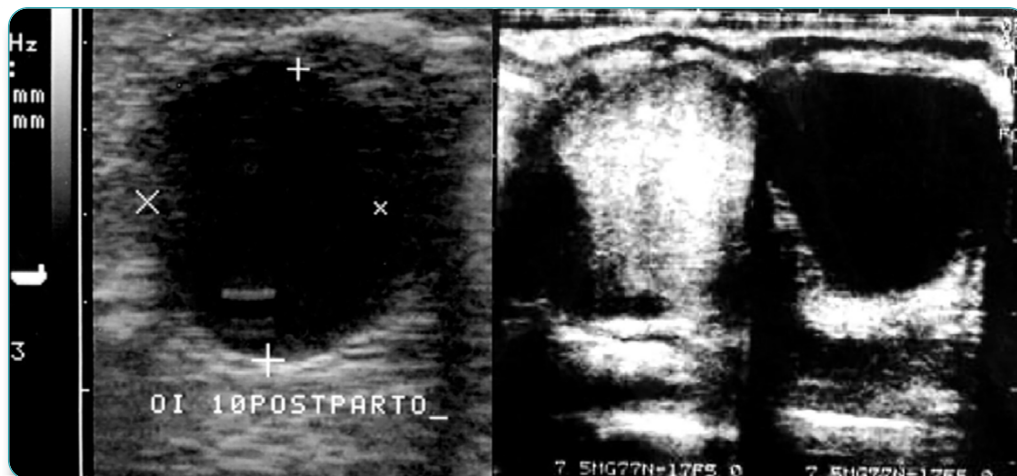
A partir de la bifurcación uterina se pueden evaluar los cuernos uterinos con un movimiento transversal del transductor a lo largo de cada cuerno, hasta llegar a la unión útero tubárica. Luego se mueve el transductor hacia la cara lateral del recto en busca del ovario; entonces, se examina de arriba abajo y, regresando por el mismo cuerno, se repite esta operación del lado contrario. En las **imágenes 13 y 14** se muestran algunas representaciones del útero y del ovario obtenidas con esta técnica.



**Imagen 12.** Obsérvese los movimientos, indicados por las flechas, que deben realizarse con el transductor al momento de la evaluación ultrasonográfica del aparato genital de la yegua. (Imagen elaborada por Carlos Iván Sánchez).



**Imagen 13.** Ultrasonido de imagen real. **Lado izquierdo:** se muestra un cuerno uterino en un corte transversal que presenta una forma esférica. **Lado derecho:** se muestra el cuerpo del útero en un corte longitudinal por lo que se observa de forma alargada. (Imagen elaborada por Carlos Iván Sánchez).



**Imagen 14.** Ultrasonido del ovario. Lado izquierdo: folículo en forma circular comenzando a observarse piriforme. Lado derecho: cuerpo lúteo de apariencia ecogénica y un folículo piriforme de apariencia oscura (anecoica).

## Inseminación Artificial

La inseminación artificial (IA) es una técnica que consiste en depositar el semen en el cérvix de la yegua (parte caudal del útero) en el momento más cercano a la ovulación, con el fin de gestar a una hembra. Para poder realizar una inseminación artificial –antes realizar la recolección– es necesaria la evaluación y preservación del semen.

**Recolección del semen.** Es necesario contar con una hembra en estro, o bien, con un maniquí de monta (“potro de montas”, **Imagen 15**); en este último caso es necesario entrenar al macho durante varias semanas o meses, dependiendo de su libido. Al macho se le estimula con la presencia de una yegua en estro, y se le acostumbra –poco a poco– a montar el maniquí, hasta que termina por reconocerlo como si fuese una hembra en estro, hasta que lo estimula a montarlo.



Si se utiliza una yegua, ésta deberá hallarse en estro y para evitar laceraciones tanto en la vagina como en el pene del garañón, a la yegua se le vendará la cola. A la yegua se le colocará, por seguridad, un tirapié para evitar que pateé al garañón o al operador al momento del cortejo y la recolección del semen (**Imagen 15**).



**Imagen 15.** Colección de semen. **Lado izquierdo:** si la colección se realiza con un maniquí, la yegua se coloca delante del potro o maniquí de montas para mantener interesado al semental. **Lado derecho:** cuando la colección se realiza con una yegua en celo está se prepara para la monta con la cola vendada y el tirapié en las patas.

Antes de colectar el semen se le debe lavar el pene al garañón, delante de una yegua en celo para que tenga erección y pueda procederse al aseo, en el que sólo se emplea agua tibia y se seca, al final, con toallas desechables (**Imagen 16**).

Para la colección de semen en el equino se usa, en general, una vagina artificial, formada por un cuerpo rígido o semirrígido, con su respectivo látex; un receptáculo de semen y una válvula de presión (**Imagen 17**).



**Imagen 16.** El lavado del pene se realiza con plena erección, para facilitar su limpieza completa.



**Imagen 17.** Equipo para la colección de semen equino. **Lado izquierdo:** diferentes modelos de vaginas artificiales para equinos, donde: **a:** Botucatu; **b:** Hannover; **c:** Colorado; **d:** Missouri. **Lado derecho:** material necesario para la colección de semen, mediante vagina artificial: **a:** capuchón del vaso colector; **b:** vaso colector; **c:** rosquilla del vaso colector; **d:** filtro del vaso colector; **e:** ligas para fijar el *liner* al cuerpo de la vagina; **f:** termómetro; **g:** *liner* o funda desechable para vagina artificial; **h:** *liner* o funda reutilizable para vagina artificial; **i:** cuerpo rígido de la vagina; **j:** cuerpo flexible de la vagina.



Cuando estén preparados la hembra y el semental, se saca el recipiente colector de semen de la incubadora, que se ha mantenido a una temperatura de 37 °C y se termina de acoplar la vagina. El espacio entre la vagina y su funda debe llenarse con agua caliente y debe revisarse que la vagina tenga suficiente presión y una temperatura interna de 42 a 45 °C.

En la colección del semen se requieren por lo menos tres personas: un manejador de la yegua, uno del semental y un operador de la vagina artificial. Si el acopio se realiza utilizando un maniquí sin la presencia de la hembra en estro, solamente se requerirá un manejador del semental y el operador de la vagina artificial. El operador de la vagina artificial debe utilizar implementos de seguridad, como casco y botas que soporten la presión en caso de ser pisadas por alguno de los animales.

Al presentar al garañón ante la yegua, el manejador del semental debe estar a un lado de éste. Al momento en que el semental monte, el operador de la vagina debe colocarse con rapidez en el mismo costado para desviar el pene hacia la vagina artificial (**Imagen 18**). Cuando el garañón empieza a eyacular, el operador de la vagina puede sentir las pulsaciones en la base del pene, las cuales se asocian con el movimiento característico de la cola, conocido como “bandeado”. La vagina sólo deberá retirarse cuando concluya la eyaculación y el pene del animal haya perdido su erección. La persona que maneja al semental, debe alejarlo de la yegua, tan pronto como se haya desmontado, para evitar que intente patearlo.





**Imagen 18.** Colección de semen con vagina artificial.

**Evaluación del semen.** El análisis del semen debe realizarse de manera metódica por personal experimentado y con el equipo de laboratorio adecuado. Las pruebas de rutina que se aplican a la muestra seminal son para determinar el volumen, el pH, la concentración espermática (el número total de espermatozoides en el eyaculado), así como la motilidad y morfología espermáticas.

El promedio del volumen del eyaculado en el equino es de 65 ml, en un rango de 30 a 300 ml; su color es blanco pálido con apariencia de leche descremada. El pH del semen equino es ligeramente básico



y varía entre 7.2 y 7.7. El espermatozoide es muy frágil, por lo cual, el recipiente colector no se debe exponer a la luz directa ni a cambios bruscos de temperatura. La primera variable microscópica que se determina es la motilidad progresiva, cuyo valor normal es de 75 %, en un rango de 60 a 95 %. La concentración espermática oscila entre 150 y 300 millones/ml.

La morfología se evalúa con microscopía de campo claro; se prepararán dos laminillas con la muestra seminal teñida con Giemsa o eosina-hematoxilina; en cada frotis se observan 100 espermatozoides en busca de defectos morfológicos. En caso de que una laminilla evidencie un mayor número de anomalías seminales que la otra, deberá tenerse con un comparativo que permita descartar problemas relativos al manejo de la muestra. Los procedimientos y técnicas para la evaluación del semen de cualquier especie se describen en otro capítulo de este manual.

**Evaluación del semen con el sistema SCA®.** El sistema automático computarizado de semen (SCA®) permite una evaluación precisa, repetitiva y automática de los siguientes parámetros de una muestra espermática: movilidad, concentración, morfología y fragmentación de ADN. Su implementación es esencial con fines diagnósticos y de investigación científica; permite incorporar la evaluación de parámetros como por ejemplo: velocidad curvilínea (vcl), velocidad rectilínea (vsl) y velocidad promedio (vap). Progresión: linealidad (lin), rectitud del movimiento (str) y balanceo espermático (wob), desplazamiento lateral de la cabeza espermática (alh) y otros parámetros de la cinemática espermática; asimismo permite la evaluación exhaustiva de la morfometría (**Imagen 19**).

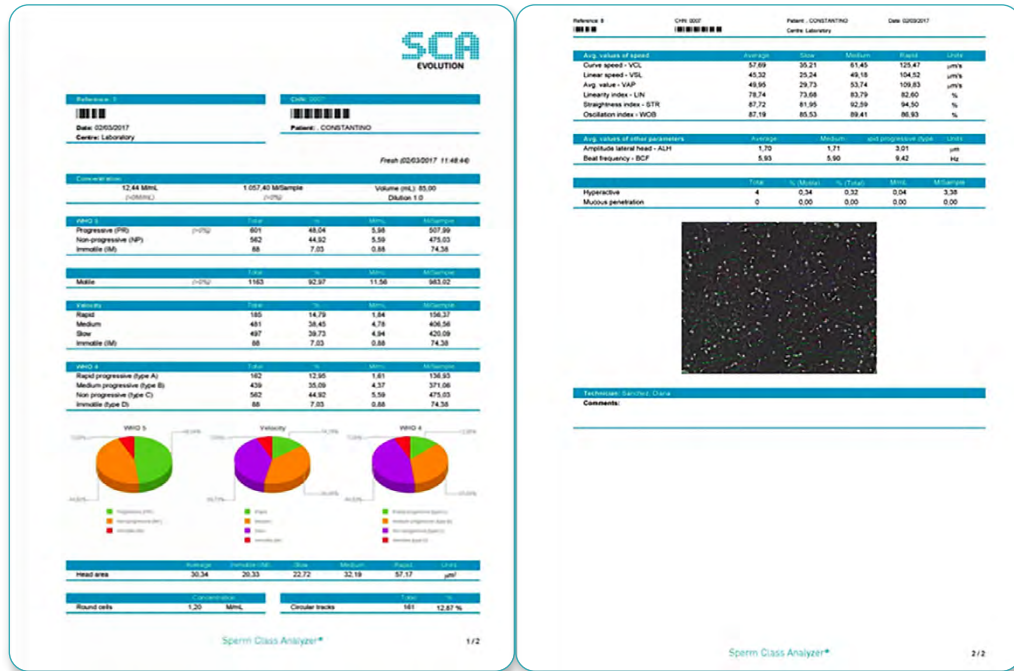


Imagen 19. Informe de los parámetros seminales originado de una evaluación de semen en el SCA®.

**Técnica para la inseminación artificial.** Se debe contar con una yegua en estro que se encuentre en el momento adecuado para la inseminación. Para ello es necesario recelar diariamente a las hembras. Una vez detectada en estro, existen varias alternativas: La primera es realizar la inseminación artificial cada tercer día, a partir del segundo o tercer día de estro, hasta que desaparezcan los signos de estro o se detecte la ovulación por medio de palpación rectal.

La segunda alternativa, si se cuenta con un equipo de ultrasonido, es hacer un seguimiento diario del desarrollo folicular y solamente inseminar cuando en el ovario se detecta un folículo preovulatorio de por lo menos 38 mm de diámetro, de forma piriforme y con pérdida en la continuidad de la pared folicular.



La dosis de semen fresco que se insemina, tiene una máxima probabilidad de gestación con 500 millones de espermatozoides con motilidad progresiva. Los volúmenes clásicos de inseminación para semen equino diluido varían de 10 a 25 ml.

Una vez armada la pipeta de inseminación, debe colocarse en la palma de la mano izquierda, previamente enguantada y lubricada con gel no espermicida. Se recomienda utilizar fundas protectoras en las pipetas de inseminación para evitar la entrada de contaminantes al útero. Se debe introducir con lentitud la mano por la vagina, evitando lastimar la mucosa vaginal.

Se debe guiar el extremo anterior de la pipeta de IA con el dedo índice, que determina al mismo tiempo la entrada y el grado de relajación del cérvix.

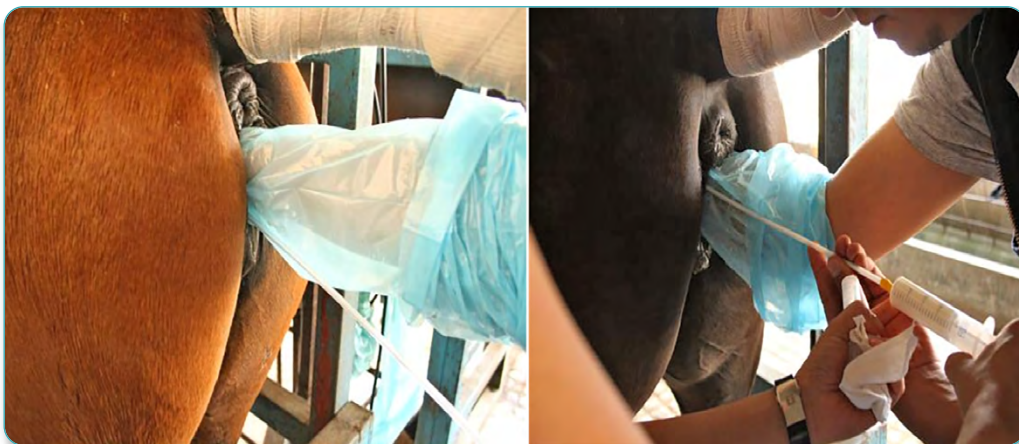
La pipeta tiene que estar siempre en contacto con la palma de la mano o con el dedo índice para impedir que sea insertada dentro del orificio uretral o en el fórnix de la vagina. Cualquier resistencia que se encuentre debe investigarse antes de continuar.

Una vez pasado el cérvix, la pipeta de inseminación debe manipularse de tal forma que rompa la funda protectora, para proceder a depositar el semen en el útero (**Imagen 20**).

Para impulsar el semen se coloca una jeringa en el otro extremo de la pipeta, que se llenó con aire previamente, para poder impulsar todo el contenido de semen de la pipeta hasta el útero (**Imagen 21**).



**Imagen 20.** Técnica de inseminación artificial. **Lado izquierdo:** pipeta de inseminación dentro del cuello uterino. **Lado derecho:** se observa la introducción del dedo índice en el cérvix para guiar a la pipeta.



**Imagen 21.** Introducción de la mano enguantada a través de los labios vulvares con la pipeta de inseminación (**Izquierda**); después se conecta la jeringa con la dosis inseminante (**Derecha**).



## Diagnóstico de gestación

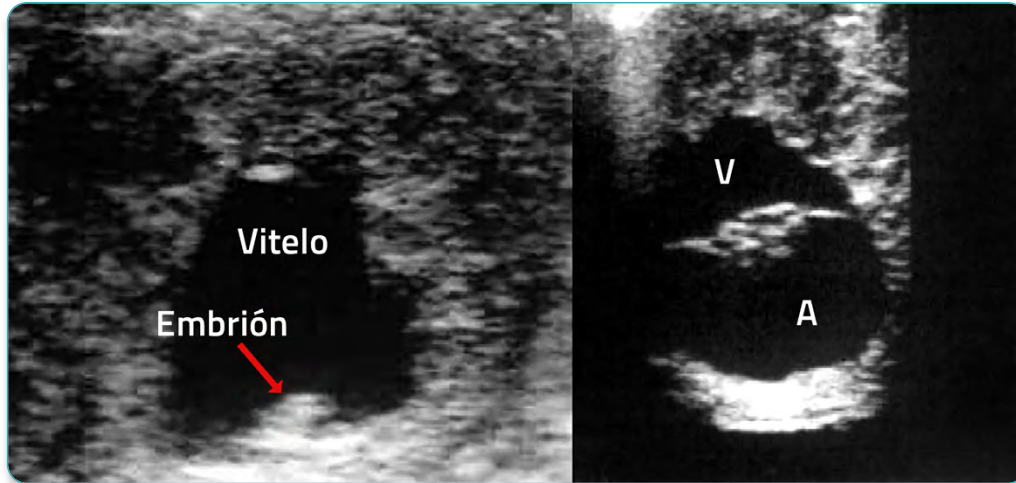
Por medio de la ultrasonografía por vía rectal se puede detectar una gestación desde los nueve días postovulación. Debe utilizarse un aparato con transductor lineal de 5 o 7.5 MHz, sin embargo, lo más usual es examinar a la yegua entre los días 17 y 20 posovulación. A las yeguas con historia de gestaciones gemelares se les diagnostica un poco antes, entre los días 12 y 15, cuando las vesículas embrionarias aún no se han fijado; lo que permite asegurarse de que estén separadas una de la otra al momento de realizar la reducción de una de ellas. Al mismo tiempo se realiza la palpación rectal, ya que se debe evacuar el recto de las heces para poder localizar la asimetría del cuerno uterino donde se encuentra la vesícula embrionaria. Se puede diagnosticar gestación por palpación rectal desde el día 18 pos servicio basándose en los cambios en el útero y los ovarios. Para emitir un diagnóstico de gestación positivo es necesario localizar el abultamiento que se forma cerca de la bifurcación uterina, sitio donde se fija la vesícula embrionaria entre el día 18 y el día 60 de gestación.

A la evaluación ultrasonográfica, desde el día 10 de la gestación hasta el 15, la vesícula embrionaria (VE) se observa como una esfera oscura uniforme con áreas brillantes ecogénicas en los polos dorsal y ventral, los cuales son llamados reflejos especulares (**Imagen 22, lado izquierdo**). En el día 18 de la gestación, la vesícula embrionaria (VE) empieza a expandirse y a perder su forma esférica para adoptar una forma irregular, que tiende a ser triangular (**Imagen 22, lado derecho**).



**Imagen 22.** Imágenes ecográficas de vesículas embrionarias. **Lado izquierdo:** vesícula embrionaria esférica con reflejos especulares en los polos dorsal y ventral (flechas) que corresponde a una gestación de 14 días de edad. **Lado derecho:** vesícula de forma triangular, correspondiente a una gestación de 17 días.

Entre los días 20 y 25 la vesícula permanece de forma irregular y es posible observar al embrión dentro de ésta, en general, en posición ventral (**Imagen 23**). Desde el día 22 o 23 es posible detectar el latido cardíaco, el cual debe verificarse siempre para asegurarse de que el embrión esté vivo. A partir del día 24 comienza a crecer el alantoides, y el embrión se localiza ventralmente, mientras que el saco vitelino, que ubica en posición dorsal ante el producto, va reduciendo su tamaño. En consecuencia, entre los días 25 y 33 de la gestación, puede observarse una línea ecogénica junto con el embrión, que separa la membrana vitelina (arriba del embrión) de la membrana alantoidea (abajo del embrión, **Imagen 23**).

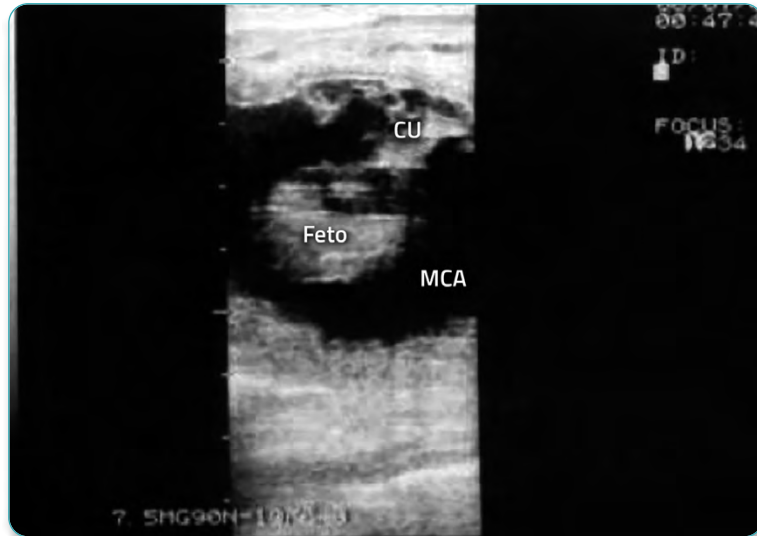


**Imagen 23.** Imágenes ecográficas de vesículas embrionarias. **Lado izquierdo:** vesícula embrionaria de una gestación de 21 días de edad, donde el embrión está emergiendo de la parte ventral de la vesícula. **Lado derecho:** gestación de 30 días de edad donde se observa una línea ecogénica que separa a la membrana vitelina (V) de la alantoidea (A).

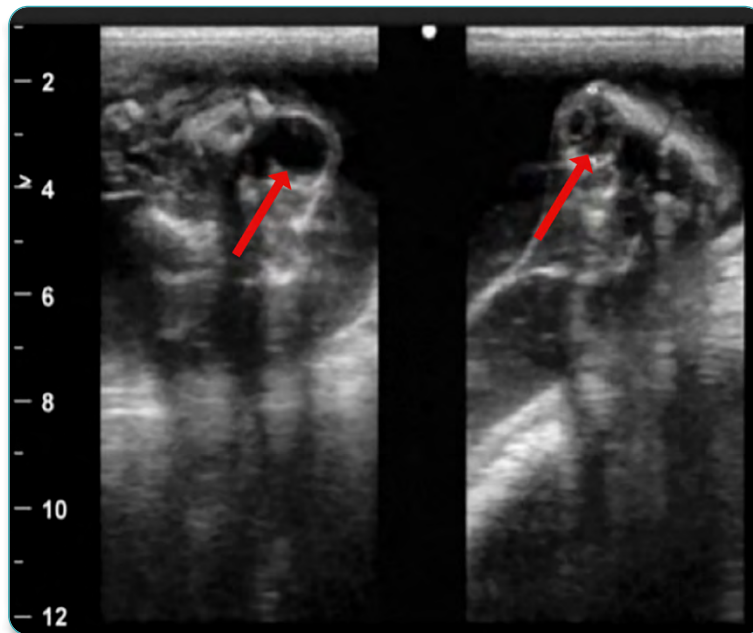
El cordón umbilical surge del polo dorsal del corion y comienza a alargarse a partir del día 40, por lo que el feto, que se encuentra en decúbito dorsal, va cayendo hacia la parte inferior de la vesícula, manteniéndose suspendido del polo dorsal por el cordón umbilical, el cual se aprecia como una línea ecogénica vertical. Hacia el día 50 el feto ya está formado, por completo, y pueden identificarse con relativa claridad sus diferentes partes (**Imagen 24**).

En etapas más avanzadas, el feto y la vesícula son muy grandes para poderse ver completos con un transductor de 5 MHz. Para gestaciones de más de 55 días, por ello, debe usarse un transductor de 3.5 MHz donde aparezcan en su totalidad el cordón umbilical y el mismo feto. En gestaciones de más de 150 días es recomendable realizar un examen ultrasonográfico transabdominal, ya que transrectalmente no será posible observar al feto (**Imagen 25**).





**Imagen 24.** Imagen ultrasonográfica que corresponde a una gestación de 40 días de edad. Se observa al feto en la parte dorsal de la vesícula, así como el cordón umbilical (CU) rodeado por la membrana corioalantoidea (MCA).



**Imagen 25.** Imagen ultrasonográfica de una gestación de 150 días de edad. La flecha indica la cavidad orbital que se encuentra dentro de la cabeza del feto.



## 7 Forma en que se evaluará la actividad

**RÚBRICA** por equipo, para evaluar las actividades de la práctica

Asignación de puntos	Calificación	Puntos
De acuerdo con el nivel de conocimiento adquirido: Excelente (4) Bueno (3) Regular (2) Deficiente (1)	10	> 31
	9	25 - 30
	8	20 - 24
	7	15 - 19
	6	10 - 14
	5	≤ 9

Actividades realizadas	Descripción para la evaluación	Puntaje
Realización de recelado y/o detección de estros	El puntaje se asignará de acuerdo con la respuesta de lo observado y evaluado en la práctica.	
Evaluación zona perianal Caslick		
Vaginoscopia		
Palpación rectal		
Ultrasonografía		
Colección de semen		
Evaluación de semen		
Diagnóstico de gestación		
Resolución de casos	Entregar uno de los casos anexos, al menos, en este documento.	
Puntaje extra por participación		
Puntaje total		Calificación



## 8 Bibliografía

- Adams G, Bosu W. Reproductive physiology of the nonpregnant mare. An overview and update. *Vet Clin North Am Equine Pract.* 1988;4(2):161-176. doi: 10.1016/s0749-0739(17)30634-x
- Brinsko S, Blanchard T, Varner D, Schumacher J, Love C, Hinrichs K, Hartman D. *Manual Of Equine Reproduction.* 3d. ed. United States: Elsevier Mosby; 2011.
- Canisso I, Stewart J, Coutinho M. Endometritis: Managing Persistent Post-Breeding Endometritis. *Vet Clin North Am Equine Pract.* 2016;32(3):465-480. doi: 10.1016/j.cveq.2016.08.004
- Conley A. Review of the reproductive endocrinology of the pregnant and parturient mare. *Theriogenology.* 2016;86(1):355-365. doi: 10.1016/j.theriogenology.2016.04.049
- Davies M. *Equine Reproductive Physiology, Breeding and Stud Management.* 3d. ed. Oxfordshire (United Kingdom): CABI; 2008.
- England G. *Fertility and Obstetrics in the Horse.* 3d ed. Oxford (United Kingdom): Blackwell Publishing; 2005.
- Ginther O. *Reproductive Biology of the Mare: Basic and Applied Aspects.* 2d ed. Wisconsin (United States): Equiservices; 1992.
- Ginther O. *Ultrasonic Imaging and Animal Reproduction: Horses.* Wisconsin (United States): Equiservices Publishing; 1995.
- McKinnon A, Squires E, Vaala W, Varner D. *Equine Reproduction.* 2d ed. West Sussex (United Kingdom): Wiley-Blackwell; 2011.
- Oliveira S, Andrade L, Silva L, Araujo E, Rayashi R, Segabinazzi L, Alvarenga M, Dell'Aqua C, Dell'Aqua J, Papa F. Fractionated semen collection as a tool to rescue fertility in stallions with seminal vesiculitis. *Theriogenology.* 2020;157:110-120. doi: 10.1016/j.theriogenology.2020.07.014



- Samper J. Equine Breeding Management and Artificial Insemination. Philadelphia (United States): W.B. Saunders; 2000.
- Squires E. Current Reproductive Technologies Impacting Equine Embryo Production. J Equine Vet Sci. 2020;89:102981. doi: 10.1016/j.jevs.2020.102981
- Van de Velde M, Roels K, Ververs C, Gerits I, Govaere J. Equine foetal gender determination in mid-to late gestational mares: A practical inquiry. Reprod Domest Anim. 2018;53(5):1027–1032. doi: 10.1111/rda.13211



## 9 Casos

### CASO 1

#### Evaluación reproductiva de la yegua

Autores: Myriam Boeta, Maricruz Díaz y Ángeles Rodríguez Vizcarra

#### APRENDIZAJES

En este caso el alumnado aprenderá la importancia de las fundamentales actividades reproductivas aplicadas en equinos, como son el recelado, la evaluación de los órganos genitales de la yegua; la inseminación artificial y el diagnóstico de gestación mediante el uso de ultrasonido de tiempo real; se podrán identificar, así, las principales estructuras, como la vesícula embrionaria, el latido cardíaco y las membranas placentarias.

#### ESCENARIO DEL CASO

Lo llama el dueño de un criadero que quiere dejar gestantes a sus tres yeguas. Usted desconoce el estado reproductivo de los animales; se le recomienda, entonces, realizar los siguientes exámenes, para decidir el tratamiento pertinente, a realizarse:

- ▶ Examen físico general.
- ▶ Evaluación de los órganos genitales externos (conformación perineal).
- ▶ Recelado de las yeguas.
- ▶ Evaluación de los órganos genitales internos (palpación rectal y ultrasonografía).



**Hallazgos encontrados:** en el examen físico general todas las yeguas se encontraban sanas. Al realizar la evaluación de los órganos genitales externos se evalúa la conformación perineal observando lo siguientes detalles:

Las yeguas Samba y Paloma tienen la comisura dorsal de cuatro cm y un ángulo de  $15^\circ$ , mientras que Galaxia tiene una comisura dorsal de 12 cm y ángulo de  $30^\circ$ .

- ▶ ¿Cuál es el índice de Caslick de cada yegua y qué interpretación les das?

Durante el recelado de las tres yeguas se observó una conducta similar en Samba y Paloma (**Imagen 1**), mientras que Galaxia mostró una conducta distinta (**Imagen 2**).

- ▶ Describe ¿cuáles son los signos que se observaron en ambos casos y a qué etapa del ciclo estral corresponden?

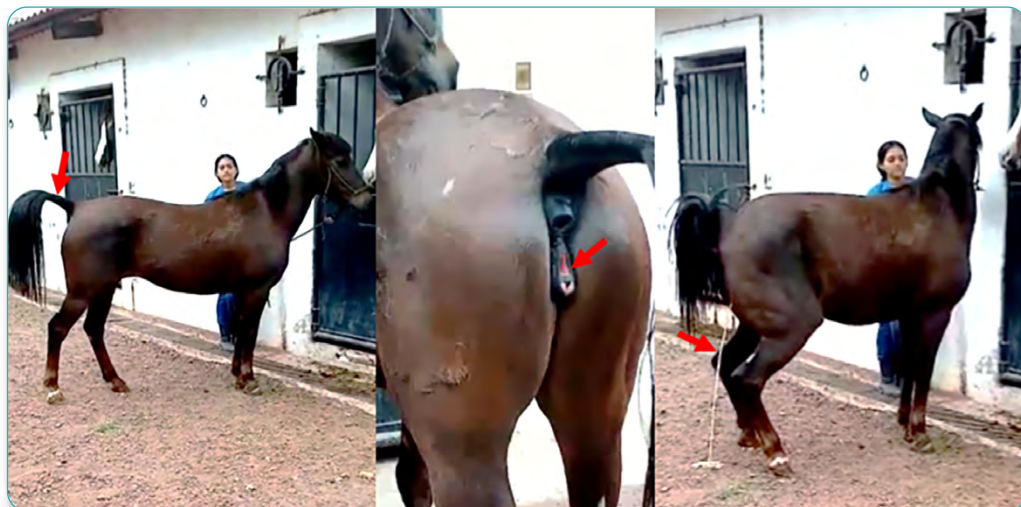


Imagen 1



Imagen 2

Al realizar la palpación rectal y la ultrasonografía reproductiva de los órganos genitales internos, se observaron:

Animal	Hallazgos a la palpación rectal	Imágenes ultrasonográficas
Samba	Cérvix con poco edema y en los ovarios hay presencia de folículos medianos a grandes.	

continúa...



Animal	Hallazgos a la palpación rectal	Imágenes ultrasonográficas
Paloma	Cérvix bastante relajado y hay un folículo grande en el ovario derecho.	
Galaxia	Cérvix con tono (duro) y ovarios de pequeños a medianos.	

- Describe las estructuras que observas en las siguientes imágenes ultrasonográficas y establece la etapa del ciclo estral en la que se encuentran las hembras.

### ACTIVIDADES

A partir de tus conocimientos de reproducción animal, responde de manera clara y concisa las siguientes preguntas relativas al caso.

- ¿Qué manejo harías en aquellas yeguas con "mala conformación perineal" y por qué?
- De las tres yeguas mencionadas, indica ¿cuáles y en qué momento les darías servicio?





3. A las yeguas que no se eligieron para el servicio, ¿qué manejo hormonal realizarías para que pudieras darles el servicio?
4. ¿Cuántos días después de realizar la monta o el servicio realizarías diagnóstico de gestación y qué esperarías encontrar al ultrasonido?

Entrega tus respuestas en un documento no mayor a tres cuartillas, que incluya las descripciones solicitadas en el caso.

NOTA: incluir los apoyos bibliográficos empleados, en una cuartilla independiente a la del escrito.

**RÚBRICA:** para calificar el caso de la evaluación reproductiva de la yegua.

Integrantes: \_\_\_\_\_  
\_\_\_\_\_  
\_\_\_\_\_

Actividades realizadas	Conocimiento del alumno	Excelente	Bueno	Regular	Deficiente
Evaluación conformación perineal	Realizó la evaluación del índice de Caslick.				
	Respondió correctamente sobre la interpretación del índice de Caslick.				
Realización de recelado y detección de estro	Identificó de manera adecuada los signos de estro y diestro.				

continúa...



Actividades realizadas	Conocimiento del alumno	Excelente	Bueno	Regular	Deficiente
Palpación rectal	Contestó de modo acertado, la diferencia a la palpación durante el estro y el diestro.				
Ultrasonografía	Describió de forma clara y completa las imágenes del ultrasonido en el estro y diestro.				
Resolución de casos	El alumno argumentó de manera correcta el manejo hormonal utilizado.				
Diagnóstico de gestación	Describió de forma clara e íntegra, el diagnóstico de gestación.				
Puntaje extra	Por participación.				
Puntaje total		Calificación			



## CASO 2

### Evaluación reproductiva del semental

Autores: Myriam Boeta, Maricruz Díaz y Ángeles Rodríguez Vizcarra

#### APRENDIZAJES

En el presente caso el alumnado podrá evaluar y analizar el caso clínico sobre la evaluación reproductiva del semental, para realizar la evaluación y preservación de semen, así como para tomar la decisión correcta para inseminar a la yegua en el momento más cercano a la ovulación.

#### ESCENARIO DEL CASO

En el rancho donde trabaja tiene un semental que es la sensación del momento y tiene que inseminar tres yeguas con la mayor celeridad posible. Es la primera vez que va a evaluar al semental; se recomienda realizar los siguientes exámenes, para decidir qué tratamiento o manejo realizar.

- ▶ Examen físico general.
- ▶ Examen de los genitales externos e internos del caballo.
- ▶ Evaluación de semen (concentración espermática, motilidad total y progresiva, morfología).

**Hallazgos encontrados:** en el examen físico el semental se encontraba aparentemente sano; en el examen de los órganos genitales externos e internos no se encontraron alteraciones, y se decide continuar con la recolección y evaluación de semen.

- ▶ Puntualice los pasos para la colección de semen.



Al llevar a cabo la evaluación del eyaculado en fresco obtuvo los siguientes parámetros:

- ▶ Volumen 70 ml
  - ▶ Motilidad total 87 %
  - ▶ Motilidad progresiva 73 %
  - ▶ Viabilidad 81 %
  - ▶ Concentración  $203 \times 10^6$  spmz/ml
- 
- ▶ ¿Cuál sería su diagnóstico sobre la calidad del semen obtenido?

Las tres yeguas que se quieren inseminar, con el semen fresco obtenido, tienen un folículo preovulatorio entre los 40 y 45 mm de diámetro, así como edema entre uno y dos.

### ACTIVIDADES

A partir de sus conocimientos de reproducción animal, responde de manera clara y concisa las siguientes preguntas relativas al caso.

1. El semental del caso, ¿será capaz de gestar a las hembras?
2. Menciona, ¿en qué momento recomendaría realizar la IA en las yeguas mencionadas, y por qué?

Entrega tus respuestas en un documento no mayor a tres cuartillas, que incluya las descripciones solicitadas en el caso.

NOTA: incluir los apoyos bibliográficos empleados, en una cuartilla independiente a la del escrito.



**RÚBRICA:** para calificar el caso de la evaluación reproductiva del semental.

Integrantes: \_\_\_\_\_

\_\_\_\_\_

Actividades realizadas	Conocimiento del alumno	Excelente	Bueno	Regular	Deficiente
Resolución de casos	El alumno argumentó de manera correcta el manejo hormonal utilizado.				
Colecta semental	Identificó de manera adecuada, los pasos a seguir para la recolección de semen.				
Evaluación semen	Describió de forma precisa y completa la evaluación del semen del caso.				
Inseminación	Argumentó de manera adecuada el momento de inseminar a las yeguas del caso.				
Puntaje extra	Por participación				
Puntaje total		Calificación			



Prácticas de manejo  
reproductivo  
en animales domésticos

# Manejo reproductivo en ovinos y caprinos

## P RÁCTICA 10

*Alberto Balcázar Sánchez*  
*Angélica Escobedo*



# Manejo reproductivo en ovinos y caprinos

## PRÁCTICA 10

Autores: Alberto Balcázar Sánchez y Angélica Escobedo



### 1 Introducción

Los pequeños rumiantes son especies domésticas consideradas poliéstricas estacionales, de días decrecientes, por lo que la presentación de su actividad reproductiva ocurre durante el otoño e invierno; durante esta temporada las hembras presentan signos de estro acompañados de ovulaciones en un periodo de tiempo determinado ( $21 \pm 3$  días para las cabras y de  $17 \pm 3$  días en las ovejas); esta actividad reproductiva está regulada por diversos factores, siendo el fotoperiodo el componente de mayor importancia. El ciclo estral consta de dos fases: folicular y lútea; la folicular está compuesta por el proestro y el estro, y la lútea está formada por el metaestro y el diestro. El anestro estacional se presenta en los días de mayor horas luz, o durante la primavera y el verano.

En las unidades de producción de pequeños rumiantes, se han desarrollado diferentes estrategias que tienen como objetivo mejorar la eficiencia reproductiva y la producción. Estas actividades se



basan en el uso de tratamientos hormonales, solos o acompañados de bioestimulación, cuyo objetivo es inducir y sincronizar el estro y la ovulación; el uso de inseminación artificial (IA), la detección de estros, programas de superovulación y transferencia de embriones, la evaluación de la salud del semental, la preservación del semen.

Por este motivo, las unidades de producción en la actualidad demandan personal médico veterinario zootecnista capacitado en estas biotecnologías, que sean responsables en hacer más eficiente la producción animal, pues la tendencia mundial en la producción de alimentos de origen animal para consumo humano está siendo modificada y ha impactado en el mercado en busca de que la producción sea limpia, verde y ética.

## 2 Objetivos

Conocer las técnicas más utilizadas en el manejo reproductivo de los ovinos y caprinos, referentes a la detección de estros, manipulación del ciclo estral, obtención y evaluación del semen, inseminación artificial, así como los métodos de diagnóstico de gestación, y que mediante la práctica de ellas puedan aplicarse en el campo laboral.

## 3 Actividades

Antes de la práctica el alumnado deberá leer este capítulo del “Manual de prácticas del departamento de Reproducción” y durante el desarrollo de las actividades con los animales, atenderá las indicaciones que le ofrezca el personal docente sobre cuestiones de manejo zootécnico en estas especies, a fin de procurar, durante el desarrollo de la práctica, un bienestar animal, bioseguridad y de esta manera tener un mejor desempeño.





La práctica se desarrollará en el Centro de Enseñanza Práctica e Investigación en Producción y Salud Animal, CEIPSA, Topilejo, Tlalpan, CDMX de la FMVZ-UNAM, para que el alumnado pueda tener acceso a este centro de enseñanza, ahí deberá guardar las normas de bioseguridad establecidas.

Se crearán grupos de dos a tres personas las cuales trabajarán de forma colaborativa para el desarrollo de las actividades durante la práctica; estas actividades se evaluarán con pruebas de ejecución práctica que se encuentran en los anexos de este capítulo.

En ovinos y caprinos, el alumnado aplicará esponjas intravaginales impregnadas con algún progestágeno y dispositivos liberadores de progesterona (CIDR); detectará estros y observará el comportamiento característico en la hembra y en el macho; obtendrá semen mediante el uso de la vagina artificial e identificará las características más sobresalientes del eyaculado en el carnero y macho cabrío. Realizará, además, la técnica de IA cervical y transcervical en estas especies, seguido del diagnóstico de gestación mediante el uso de ultrasonido de tiempo real e identificará las estructuras que indican que la hembra esta gestante o vacía, y se mencionarán las técnicas auxiliares para su diagnóstico con base al tiempo de gestación (algunas actividades estarán sujetas a que los animales estén en celo o gestantes).

**VIDEO INSTRUCCIONAL:** Para mayor comprensión del video, se recomienda leer antes toda la práctica.





## 4 Habilidades y destrezas por adquirir

Con el desarrollo de esta práctica, el alumnado podrá:

Actividades	Destrezas
Aplicar esponjas intravaginales impregnadas con progestágenos y dispositivos intravaginales liberadores de progesterona (CIDR).	Será capaz de usar de manera apropiada, los dispositivos empleados para colocar un CIDR y una esponja intravaginal en ovejas y cabras.
Realizar la detección de estros en ovejas y cabras, utilizando un macho celador provisto con mandil y con el uso de un arnés marcador.	Tendrá la competencia para colocar de manera adecuada un mandil y un arnés marcador a un macho celador; examinará el comportamiento sexual característico de la hembra y del macho de estas especies, e identificará el signo que evidencia que la hembra está en celo (inmovilidad a la monta).
Llevar a cabo la obtención de semen mediante el uso correcto de la vagina artificial.	Aprenderá el armado de una vagina artificial y conocerá las características que debe poseer para poder recolectar el semen de un macho cabrío y de un carnero; y conocerá las principales características propias del eyaculado de cada especie.
Realizar la técnica de IA cervical y, en su caso, transcervical en ovejas y cabras. Únicamente se le explicará en qué casos y con qué material se realiza la IA intrauterina.	Identificará las principales barreras anatómicas propias de cada especie para realizar las diferentes técnicas de IA, la correcta introducción de un vaginoscopio y las medidas de higiene para lograr un buen procedimiento de inseminación artificial.
Se aplicará la técnica de diagnóstico de gestación mediante el uso de ultrasonografía de imagen de tiempo real.	El alumnado tendrá la capacidad de evaluar mediante la observación de imágenes del ultrasonido; las estructuras anatómicas que son indicativas de una gestación y conocerá las otras técnicas que son auxiliares para el diagnóstico de gestación (no retorno al estro, ultrasonido Doppler y palpación abdominal conocido como peloteo).



## 5 Materiales

- Overol y botas limpios.
- Goggles o lentes protectores.
- Guantes de cirujano (cuatro pares para el desarrollo de la práctica).
- Tener las uñas recortadas.
- Material necesario para realizar apuntes.
- En el sitio de la práctica se les proporcionarán: toallas de papel (un paquete de sanitas), un mandil, un jabón neutro para lavado de prepucio del semental, y tijeras de punta roma (para recorte de lana o pelo de las zonas donde se requiera realizar algún procedimiento).

## 6 Desarrollo de la práctica

Para poder realizar las actividades en el centro de enseñanza con los ovinos y caprinos, es necesario que el alumnado sea participativo y trabaje de forma colaborativa además que demuestre una actitud positiva y entusiasta. Al realizar las actividades podrá hacer anotaciones relevantes sobre las técnicas que realizará con los ovinos y caprinos.



## Tratamientos hormonales para inducir o sincronizar el estro. aplicación de esponjas intravaginales impregnadas con progestágenos y dispositivos intravaginales liberadores de progesterona (CIDR)

Con la finalidad de optimizar los recursos dentro de una explotación y conociendo las bases fisiológicas de la reproducción ovina y caprina, se han utilizado diversos tratamientos para inducir o sincronizar el periodo de receptividad sexual en los pequeños rumiantes.

Los métodos comúnmente utilizados para este fin, dependen de la época en la que se pretende se presente la actividad reproductiva. El primer método incluye la administración de un progestágeno (progesterona natural o sintética) que tiene la finalidad de imitar una fase lútea y suprimir la liberación de gonadotropinas hipofisarias y, por lo tanto, la ovulación. Al finalizar el tratamiento, se reactiva el eje hipotálamo-hipófisis-ovario, acción que ocasiona el crecimiento folicular final y la ovulación. Los progestágenos se pueden utilizar para inducir y para sincronizar la actividad sexual de las hembras, y su administración, en general, es por vía oral, intravaginal o subcutánea.

Otro método que se utiliza en la sincronización del estro, es la administración de agentes que ocasionan la luteólisis del cuerpo lúteo (CL); para tal propósito se emplean prostaglandinas F2 alfa ( $PGF_{2\alpha}$ ) naturales o sintéticas, con esta consideración queda claro que sólo pueden utilizarse en aquellos animales que posean esta estructura. Por esta razón, existen diferentes protocolos de aplicación de  $PGF_{2\alpha}$  que consisten en la administración de una o dos dosis de esta hormona. Se recomienda revisar el capítulo: manipulación del ciclo estral, del libro Fisiología reproductiva de los animales domésticos.

A continuación, se describe el procedimiento para la aplicación de esponjas intravaginales y de los CIDR.

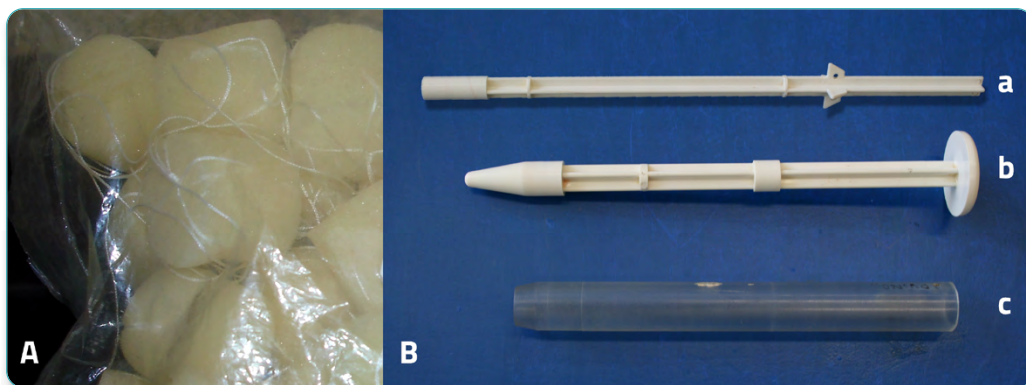


## Aplicación de esponjas intravaginales

En México, por lo general se utilizan esponjas intravaginales que contienen acetato de fluorogestona, en la actualidad conocido como cronolona.

Consideraciones previas: se recomienda –como medida antiséptica– añadir a la bolsa donde vienen las esponjas, un poco de antibiótico en polvo (oxitetraciclina 10 g/100 g), se cierre y se sacuda hasta que las esponjas queden cubiertas por el antibiótico (**Imagen 1A**).

El equipo para la aplicación de esponjas debe estar limpio y desinfectado cada vez que se utilice entre cada hembra. El equipo consta de: vaginoscopio, aplicador de punta roma y aplicador de émbolo (**Imagen 1B**), antes de introducir los dispositivos intravaginales, todos los implementos para su aplicación deben de sumergirse en una solución desinfectante no irritante, como cuaternario de amonio o clorhexidina.

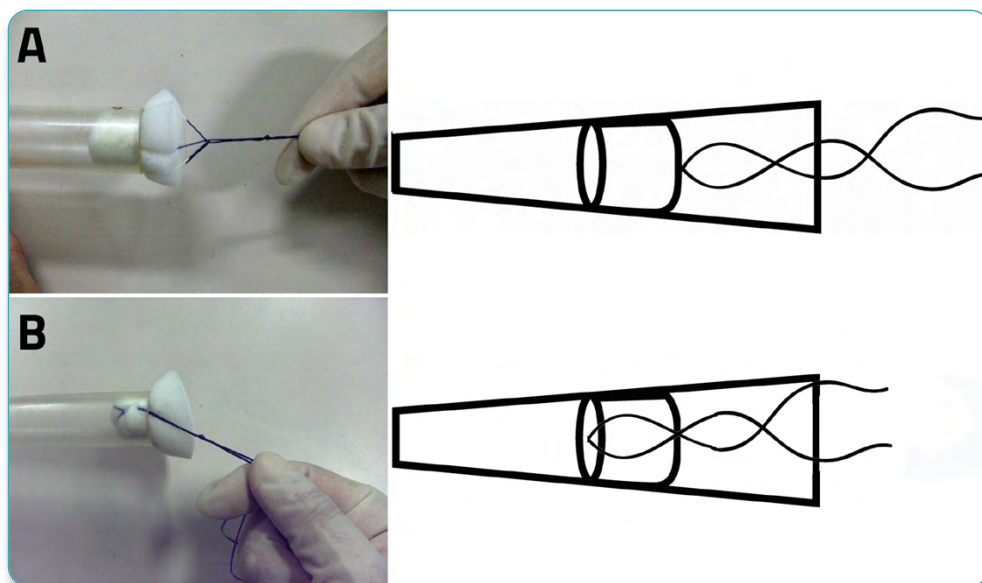


**Imagen 1.** Material requerido para la aplicación de esponjas. **A:** bolsa de esponjas intravaginales con antibiótico. **B:** aplicador de esponjas; **a)** aplicador de émbolo, **b)** aplicador de punta roma, **c)** vaginoscopio.

## Colocación correcta de las esponjas en el vaginoscopio

Introducir la esponja en el vaginoscopio con los hilos hacia caudal, como se muestra en la **imagen 2A**; de esta manera, cuando la esponja es retirada permite jalar el hilo de forma uniforme evitando que se rompa la esponja y salga sin dificultad.

Se debe evitar introducir la esponja en el vaginoscopio con los hilos hacia craneal, ya que al momento de jalar el hilo para su retiro, éste puede romperse, ocasionando laceraciones a la mucosa vaginal o que se queden restos de la esponja en el interior de la vagina **imagen 2B**.

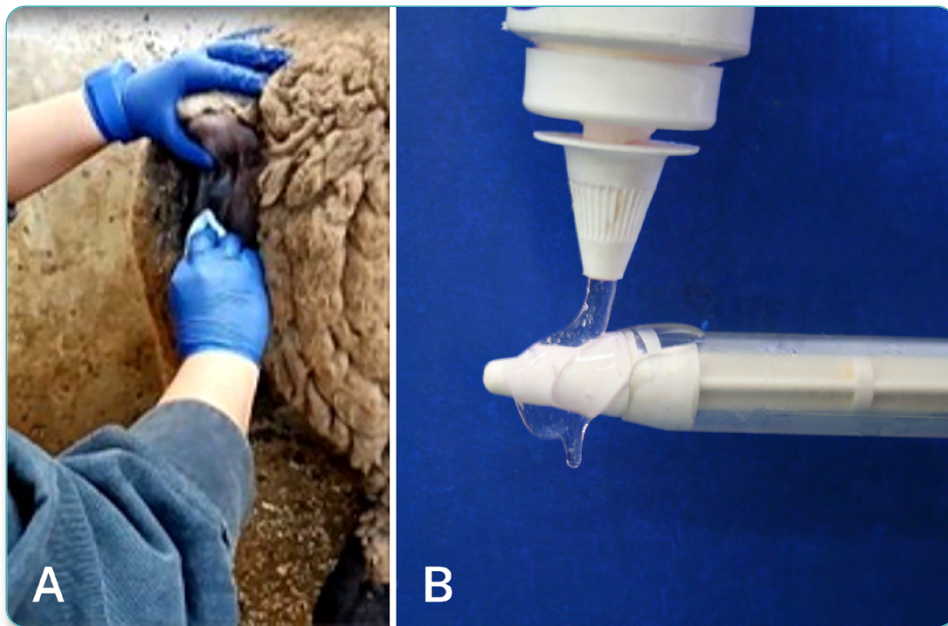


**Imagen 2.** Colocación de la esponja en el vaginoscopio. **A:** forma correcta. **B:** colocación incorrecta.



## Descripción de la técnica de aplicación de una esponja intravaginal

Limpiar la vulva con una sanita húmeda que contenga una solución antiséptica (**Imagen 3A**). Se coloca dentro del vaginoscopio el aplicador de punta roma y se lubrica como en la **imagen 3B**.



**Imagen 3. A:** limpieza de la vulva; **B:** lubricación del vaginoscopio y del aplicador.

Introducir el vaginoscopio en un ángulo de  $45^\circ$  hacia el techo de la vagina; después se colocará en posición horizontal e introducirá con movimientos giratorios sutiles hasta el fondo de la vagina (**Imagen 4**).

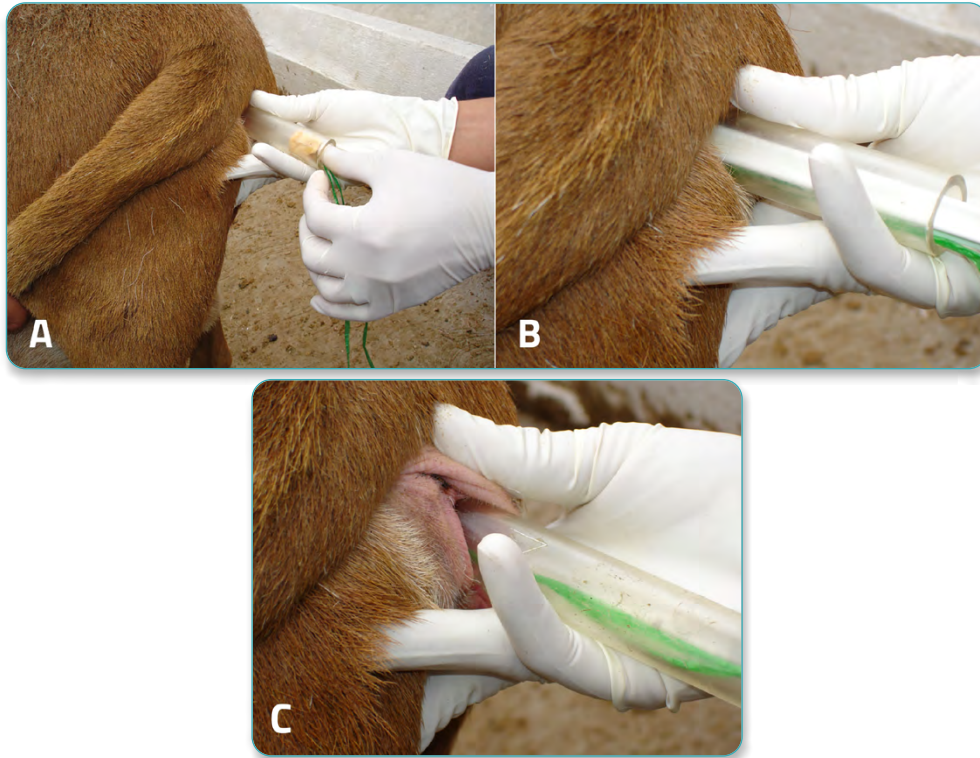


**Imagen 4.** Introducción del vaginoscopio.

Se retira el aplicador de punta roma del vaginoscopio y se coloca la esponja con los hilos hacia atrás (**Imagen 5A**), luego se empuja la esponja con el aplicador de émbolo procurando no aplicar fuerza excesiva. El aplicador de émbolo se mantiene fijo y el vaginoscopio se retira un poco; de esta manera la esponja no se empuja hasta el fondo de la vagina (**Imagen 5B**).

Una vez que se ha colocado la esponja en el interior de la vagina, se retira el vaginoscopio de la misma manera en que fue introducido (**Imagen 5C**).





**Imagen 5.** **A:** colocación de la esponja; **B:** introducción de la esponja a la vagina; **C:** retiro del vaginoscopio.

Se verifica que la esponja esté colocada de manera adecuada, dando ligeros tironcitos de los hilos, si la esponja se mantiene en su lugar, significa que está bien colocada (**Imagen 6**).

Se introduce, finalmente, el equipo utilizado en una solución anti-séptica para ser utilizado en otra hembra (**Imagen 7**).

Para el retiro de las esponjas, se debe jalar de ambos hilos a la vez con un movimiento firme y continuo, primero horizontal hacia atrás y luego hacia abajo. Nunca jalar de un solo hilo porque se corta o rompe la esponja (**Imagen 8**).

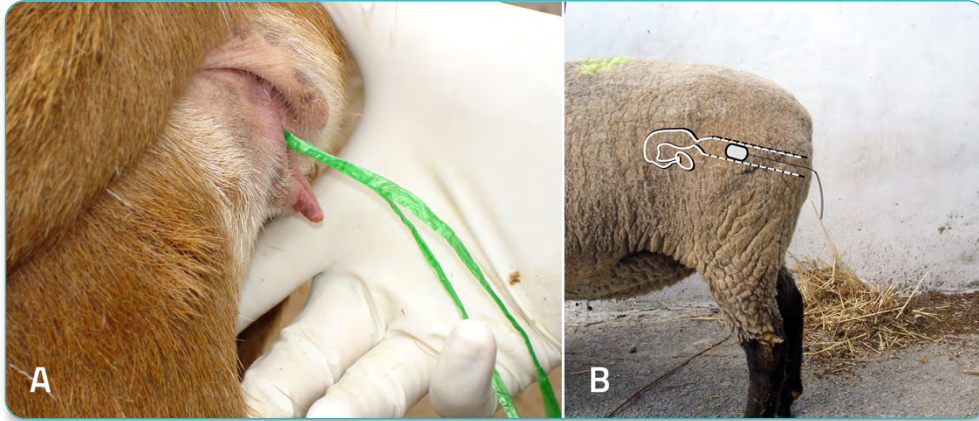


Imagen 6. A: verificación de la correcta colocación de la esponja; B: esquema de cómo queda colocada la esponja en la vagina.



Imagen 7. Desinfección del equipo.



**Imagen 8.** Retiro de esponjas donde se aprecia que se jalan todos los hilos.

Hay que comprobar que se retiró toda la esponja y no sólo el hilo; cuando son muchas hembras se puede cometer el error de ir muy rápido y dejar alguna esponja en la vagina.

### Medidas precautorias

Aunque es poco común la ruptura del hilo –según la marca comercial–, deben tenerse disponibles unas pinzas largas (*clamps*), para que en caso de que se rompa el hilo, se procederá mediante un vaginoscopio a visualizar la esponja atorada y una vez localizada se retirará con las pinzas

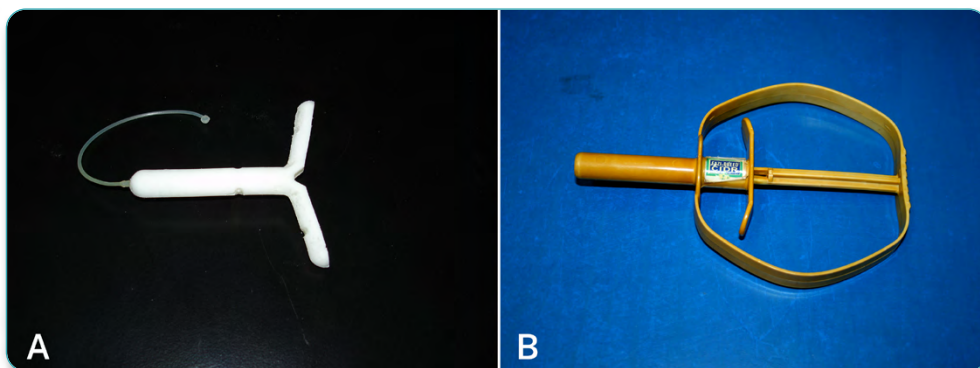
A medida que se retiran las esponjas es importante juntarlas, atarlas y contarlas, el número de esponjas retiradas debe correspon-



der al número de hembras tratadas, de esta manera podemos percatarnos si una esponja se ha roto o ha quedado dentro de la vagina sin los hilos, o se ha perdido. Se desecharán, finalmente, las esponjas con base en las normas de higiene, bioseguridad y lo que dictamina el protocolo de manejo de residuos biológicos.

### Aplicación de dispositivos intravaginales liberadores de progesterona (CIDR)

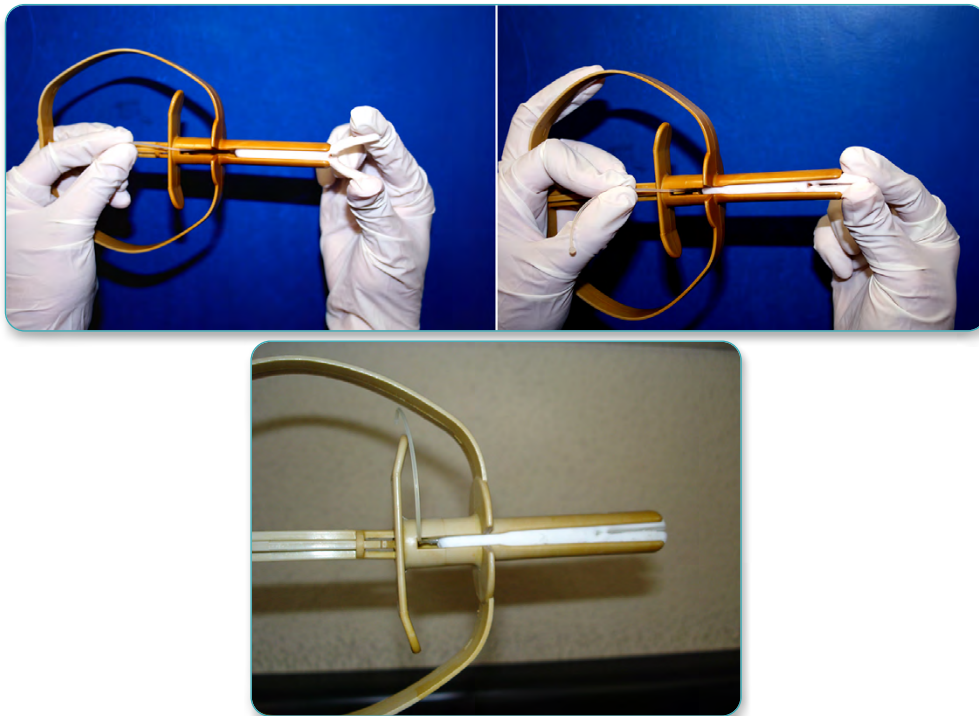
Se describe a continuación, el procedimiento para la colocación de los dispositivos intravaginales impregnados con progesterona natural (CIDR). Es recomendable que como medida antiséptica, con antelación, se coloque un poco de antibiótico en polvo a la bolsa de los CIDR (oxitetraciclina 10 g/100 g), se cierre y se agite para que cada dispositivo quede impregnado de esta sustancia (**Imagen 9**). El aplicador de CIDR debe estar limpio y debe sumergirse en una solución desinfectante no irritante cada vez que se utilice entre cada hembra.



**Imagen 9.** Material requerido para la aplicación de CIDR. **A:** dispositivo intravaginal CIDR; **B:** aplicador de CIDR.



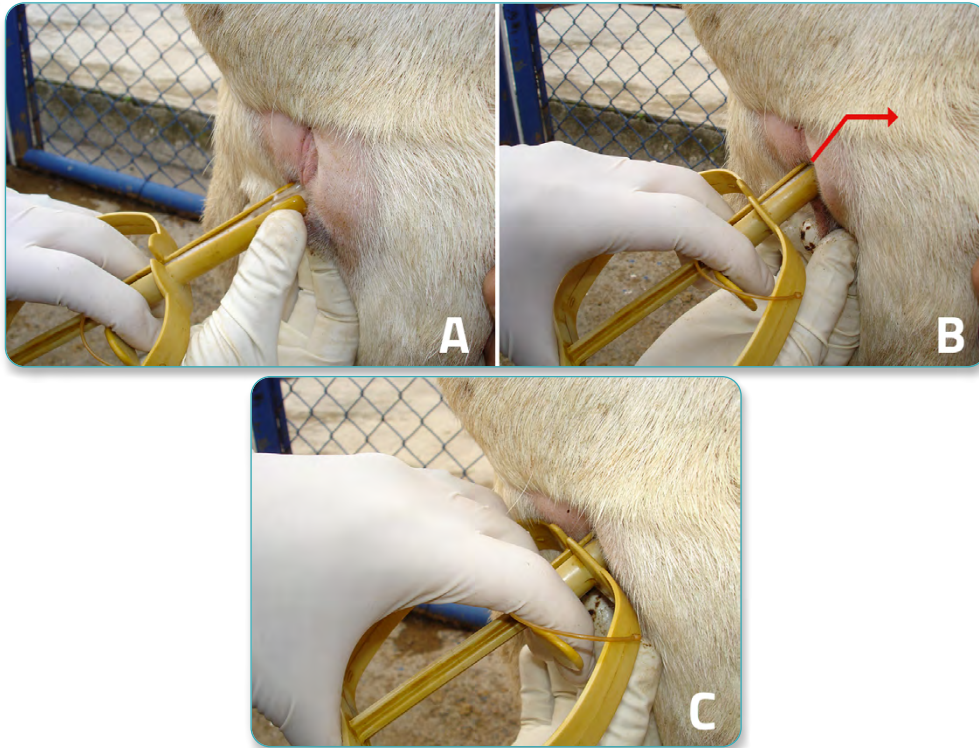
Limpiar la vulva con una sanita húmeda. Se procederá a colocar el dispositivo en el aplicador: primero se introduce la parte distal del CIDR (donde se encuentra el hilo plástico) en el tubo del aplicador, luego, se doblan los extremos del CIDR y se continúa introduciéndolo en el aplicador hasta que las puntas del mismo queden adentro, por completo (**Imagen 10**).



**Imagen 10.** Introducción del CIDR en el aplicador.

Enseguida se lubrica la parte anterior del aplicador (que contiene al CIDR).

Se introduce el aplicador, poco a poco, con la ranura hacia arriba, en un ángulo de  $45^\circ$  hacia el techo de la vagina, y así evitar el contacto con el meato urinario. Se continúa hacia el fondo hasta que el aplicador toque la vulva; después, se da un giro de  $180^\circ$  y se presiona el aplicador para que salga el CIDR (**Imagen 11**).

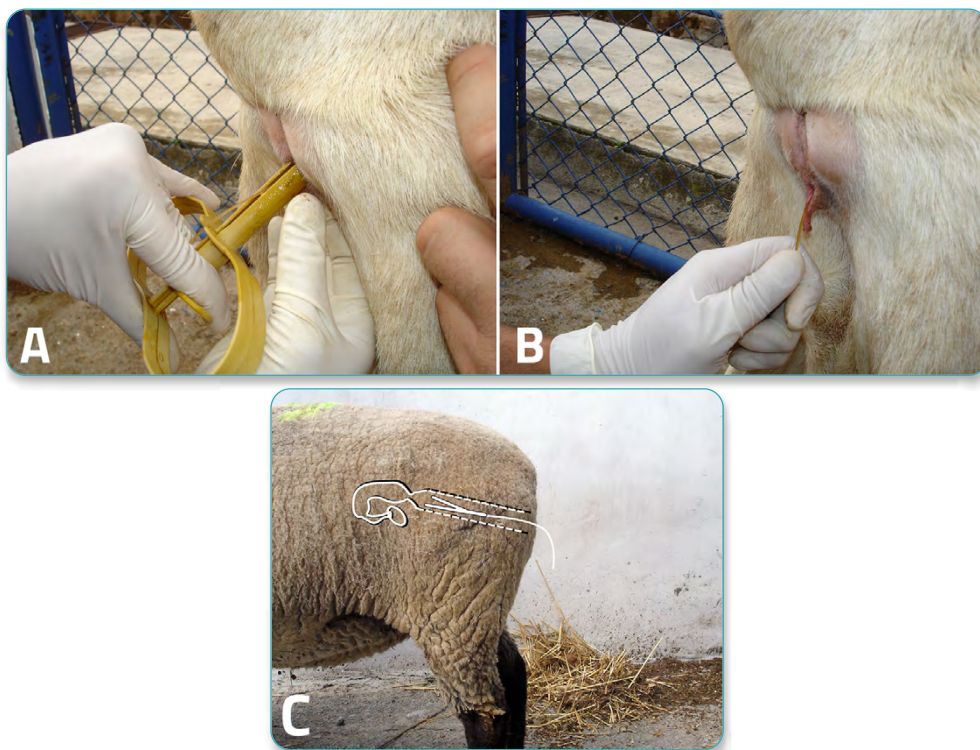


**Imagen 11.** **A:** aplicación del CIDR: Introducción en un ángulo de  $45^\circ$ ; **B:** colocarlo al fondo en horizontal; **C:** aplicación del dispositivo.

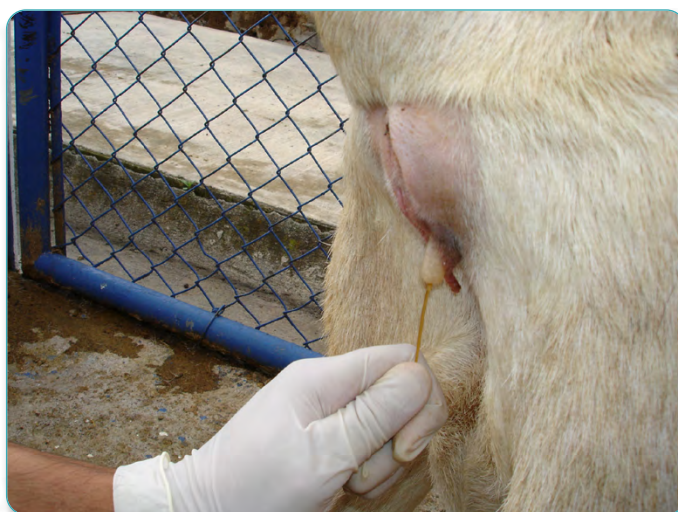
Una vez colocado el CIDR, el aplicador se retira de la misma manera en que fue introducido (**Imagen 12A**), se verifica que el CIDR se haya colocado de modo adecuado, jalando ligeramente del hilo plástico (**Imagen 12B**); si el CIDR se mantiene en su lugar, estará bien colocado (**Imagen 12C**).

Al final hay que introducir el aplicador de CIDR, en una solución desinfectante para reutilizarlo en otra hembra.

Para quitar el CIDR, se jala del hilo plástico con un movimiento firme y continuo: primero horizontal hacia atrás y luego hacia abajo (**Imagen 13**).



**Imagen 12.** **A:** retiro del aplicador; **B:** verificación de la colocación del CIDR; **C:** esquema de la correcta colocación del CIDR en la vagina de la hembra.



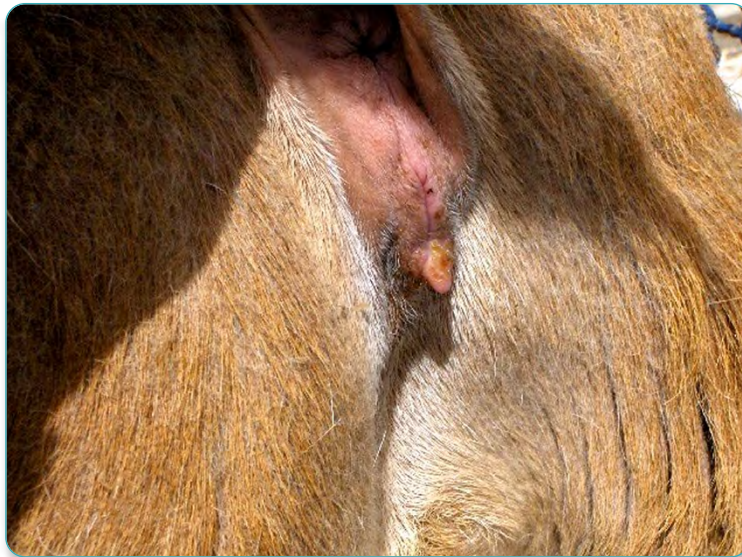
**Imagen 13.** Retiro de CIDR.



Al final se deben contar, juntar y almacenar todos los CIDR retirados, en una bolsa o en un recipiente especial para su eliminación o ser sometidos aun lavado y secado, para ser de nuevo reutilizados.

### Detección de hembras en estro, celo o calor

Aunque en los pequeños rumiantes el comportamiento sexual de las hembras es poco evidente, las manifestaciones de estro son más evidentes en la cabra que en la oveja; los signos externos son: ligero enrojecimiento de la vulva (**Imagen 14**). En ocasiones se aprecia una descarga de moco, movimientos circulatorios del rabo conocido como "banderilleo", balidos fuertes e infrecuente intento de monta a otras hembras.



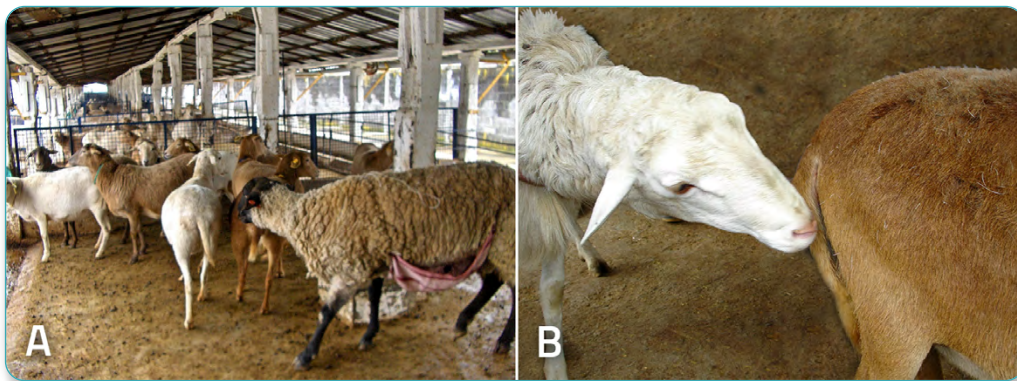
**Imagen 14.** Ligero enrojecimiento y edematización de la vulva de una hembra ovina.





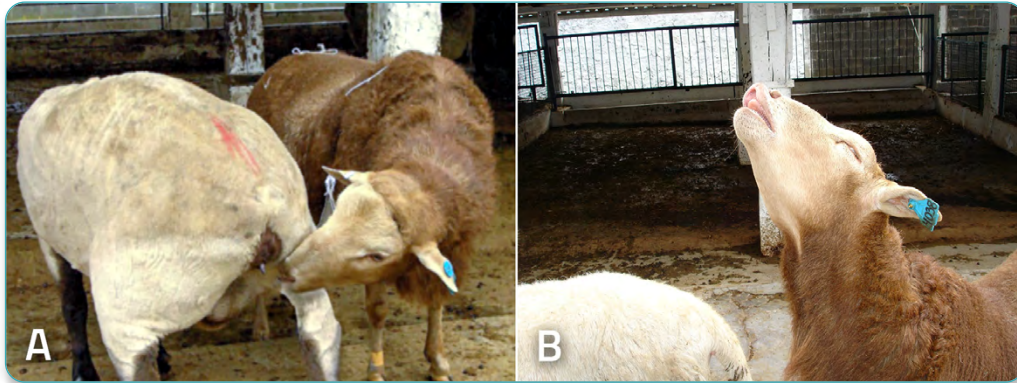
Debido a que estos signos no son tan visibles, en sí mismos; es necesaria la presencia de un macho entero (sin castrar) conocido como “celador” o una hembra tratada hormonalmente (androgenizada), para poder detectar a las hembras que se encuentran en celo.

Una vez que el celador entra al corral donde se encuentran las hembras, las revisará una por una; primero, el macho se acerca a la hembra y olfatea los genitales para detectar las feromonas y así determinar si se encuentra en estro (**Imagen 15**).



**Imagen 15. A:** macho provisto de mandil revisando hembras;  
**B:** macho olfateando el área genital para detectar hembras en celo.

La hembra que está en celo, de inmediato abre los miembros posteriores y orina, el macho toma con sus belfos una cantidad de orina y arquea el cuello hacia atrás para permitir que ésta vaya al órgano vomeronasal y se detecten las feromonas, conducta conocida como signo de *flehmen* (**Imagen 16**).



**Imagen 16.** A: macho detectando feromonas; B: macho realizando el signo de flehmen.

El macho, enseguida, intenta montar a la hembra y si ésta se encuentra en celo, aceptará la monta permaneciendo inmóvil; esta es una señal rotunda de que la hembra se encuentra en estro (**Imagen 17**).



**Imagen 17.** Se observa una hembra en celo, la cual permanece inmóvil a la monta del macho.

Para el uso de machos celadores en la detección de calores, existen varias técnicas de cómo debe presentarse el macho ante las hembras; a continuación se describen las más comunes en pequeños rumiantes.

**Uso de machos enteros provistos de un mandil:** esta técnica consiste en la utilización de telas o paños resistentes y suaves, que cubren la región ventral y el pene del carnero o macho cabrío, que se aseguran mediante tiras al dorso del animal. Esta tela se le conoce como “delantal”, “chaleco” o “mandil”, el cual permite que el macho detecte a las hembras en celo impidiendo que el coito se lleve a cabo al momento de la monta.

Los mandiles deben estar bien asegurados y ser revisados con frecuencia. Deberá tenerse cuidado, asimismo, de que el pene y el área prepucial no se irriten, inflamen o infecten y, en consecuencia, provoquen la inhibición del deseo sexual del macho y el comportamiento de monta (**Imagen 18**).

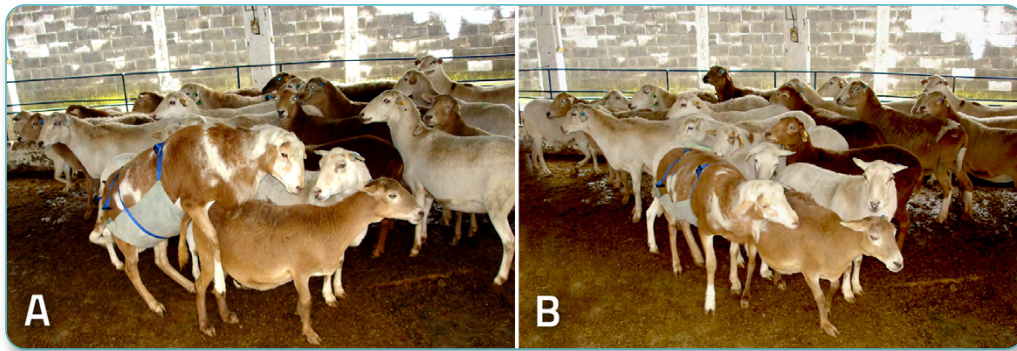


**Imagen 18.** Colocación correcta del mandil al macho celador.



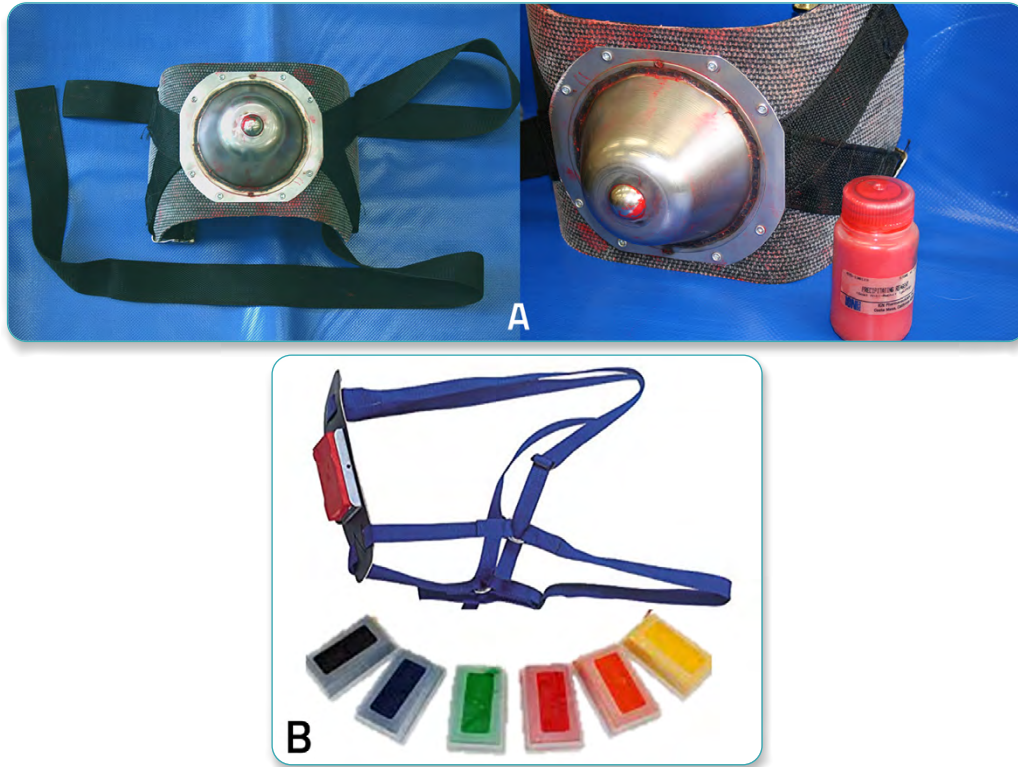
El mandil debe permitir al semental moverse libremente y no dificultar su salto; de este modo se detectará de inmediato a las hembras en celo (**Imagen 19A**).

La hembra que ha sido detectada en celo, debe apartarse con prontitud de las demás, para que el macho pueda seguir inspeccionando a las otras hembras (**Imagen 19B**). Cuando son muchos animales, se prefiere identificar a las hembras en celo mediante una marca.



**Imagen 19. A:** macho detectando a una hembra en calor; **B:** inspeccionando al resto de las hembras.

**Uso de machos con arnés marcador:** la detección de estros mediante el uso de un arnés marcador o "Chin Ball", consiste en que a un macho (de preferencia vasectomizado) se le coloque en el pecho un arnés con un depósito de tinta indeleble o un parche de color (**Imagen 20**).



**Imagen 20. A:** arnés marcador con tinta indeleble "Chin ball"; **B:** arnés con crayón (Foto B. Rurtec, <https://www.rurtec.com>).

Una vez colocado el arnés, se deja al macho celador en un corral para que interactúe con las hembras y aquella que se encuentre en celo acepte la monta. El técnico observará, después, cuáles hembras tienen marcada la región de la "grupa" con tinta del arnés, que será un indicativo positivo de las hembras que se encuentran en estro (**Imagen 21**).



**Imagen 21.** A: macho celador con arnés; B: macho montando a una hembra en celo; C: hembras detectadas en estro.

## Obtención de semen

La obtención del semen en pequeños rumiantes tiene ciertas características de manejo, que deben ser revisadas previamente para poder realizarla de forma eficiente. En este apartado también se mencionarán las diferencias más notables sobre las características del eyaculado del macho cabrío y el carnero, ya que en la **práctica 3** de este manual se revisa a detalle el proceso de evaluación de un eyaculado.



Una vez que se ha realizado la evaluación reproductiva del seminal (revisar capítulo correspondiente de este manual), se procede a obtener y evaluar el semen. Los métodos para la colección de semen en pequeños rumiantes son: a) vagina artificial, el más práctico y b) electroeyaculación aplicable a toros, carneros y machos cabríos, es un método traumático y la calidad del eyaculado obtenido varía de los parámetros considerados normales, la descripción de su uso ya fue descrita en capítulos anteriores.

**Uso de la vagina artificial (VA):** La vagina artificial (VA) es el método más recomendado para la colección de semen en estas especies, ya que permite obtener eyaculados con características similares a los de un servicio natural, no produce estrés en los animales; para realizarlo de forma adecuada se deben considerar los siguientes aspectos: en machos a los que nunca se les ha recolectado semen, se requiere que el médico veterinario que lo vaya a realizar tenga mucha paciencia (que no agreda al macho ya que esto puede ocasionar que asocie esta actividad con algo negativo) y que este trabajo sea constante. Es preferible iniciar el entrenamiento en la época reproductiva cuando las condiciones de fotoperiodo ocasionan una estimulación con todos los animales y, en especial, en los jóvenes que alcanzaron la pubertad.

El entrenamiento consiste en desarrollar y reforzar los reflejos condicionados del macho cuando éste proporciona un servicio a la hembra (monta, introducción del pene en el aparato reproductor de la hembra y eyaculación); este entrenamiento debe realizarse de preferencia en un lugar techado, tranquilo, con pisos antiderrapantes y con el personal mínimo necesario. No hay que olvidar que los sentidos sensoriales del animal son importantes en el estímulo sexual, por lo que durante el entrenamiento de los machos es necesario que



puedan tener interacción con una hembra en celo (hembra maniquí) y que ésta sea dócil para que no agreda al macho; es recomendable inclusive que vean cómo realizan el servicio otros machos.

Es muy importante que esta labor la realice la misma persona; este detalle creará el condicionamiento con el animal. El entrenamiento para la colección de semen debe realizarse siempre en el mismo lugar creado para tal fin. El personal médico veterinario pondrá atención en el comportamiento sexual, por ejemplo: el olfateo a la hembra, acercamiento o incluso monta, la persona se acercará al macho realizando movimientos sutiles para no distraer al macho y evitar asustarlo. Si la motivación sexual (libido) del macho es suficientemente intensa –a pesar de la presencia humana– y éste continúa intentando servir a la hembra, en ese momento la persona puede acercarse lo suficiente para colocar la vagina artificial en la posición adecuada para la colecta del semen y no lastimar al macho. En la especie caprina, los machos presentan, en general, una actividad al servicio más rápida en comparación que el carnero, de ahí que éstos suelen ser más fáciles de colectar; es, también, una alternativa para que el alumnado se entrene en esta técnica.

Una vez que los machos están entrenados, las “hembras maniquís” no necesitan estar en celo, ya que los sementales están condicionados a eyacular en cualquier hembra que esté inmóvil.

Antes de la recolección del semen, se debe limpiar el prepucio con jabón neutro y de ser necesario cortar la lana o el pelo que estuvieran presentes; después debe secarse la zona para evitar que alguna sustancia penetre al interior de la VA, y así evitar cualquier contaminación. Es importante revisar la **práctica 6** de este manual, ahí se describe a detalle el examen de la salud reproductiva del macho, el armado de la vagina artificial y el uso de un electroeyaculador.





Una vez armada la vagina artificial, se introduce agua caliente a una temperatura de 40 °C a 45 °C; luego poner "el aire" con una perilla, la cual se conecta a la válvula para crear la presión adecuada al interior de la VA y que permita la entrada del pene, (ya que en pequeños ruminantes estos dos estímulos –presión y temperatura– son los que ocasionan que el macho eyacule) para medir la temperatura se coloca un termómetro de columna de mercurio al interior de la vagina artificial (**Imagen 22**). Es preciso mencionar que no se pone en la vagina artificial ningún tipo de lubricante que sea espermaticida.



**Imagen 22.** Se aprecia la forma en que se mide la temperatura en la VA y la conexión del tubo colector del semen.

La "hembra maniquí" que se utilizará como apoyo en la colecta, se debe sujetar con firmeza si no se cuenta con un potro de sujeción (**Imagen 23**).



**Imagen 23. A:** personal sujeta a una “hembra maniquí” en celo, nótese que el macho interactúa y la hembra está tranquila; **B:** cabra sujeta en una prensa de manejo.

Esa hembra debe tener el pelo o la lana cortada, sin suciedad en la zona perivulvar. El personal que realizará la recolección del semen estará en un costado de la hembra maniquí, en una posición de agachado o en cuclillas, si la persona es diestra, debe colocarse al lado derecho del maniquí y ubicar la vagina artificial en este flanco –sujetándola con la mano derecha– con el extremo abierto dirigido hacia el prepucio del macho y en un ángulo de  $45^\circ$ ; si la persona es zurda deberá realizarse al revés. Durante la recolección del semen es importante que la válvula de la vagina artificial esté dirigida hacia abajo, para evitar cualquier contacto con el macho y lo lastime (**Imagen 24**).

En todo momento se debe permitir que el macho interactúe con la hembra; la olfatee, y que realice el desenvaine o exteriorización del pene. El macho cabrío puede orinarse las barbas y hacer movimientos laterales de la cabeza; de esta manera, la orina se impregne en todo el cuerpo y tenga un olor más penetrante, también se debe permitir que realice intentos de monta (**Imagen 25**).



**Imagen 24.** En esta imagen se observa a la persona que recolectará el semen en cuclillas y a lado de la hembra, mientras el carnero olfatea los genitales.



**Imagen 25.** En esta imagen se observa el "desenvaine" (exteriorización del pene) en un macho cabrío.



El personal que coleccionará el semen debe estar atento en todo momento, cuando el pene está erecto se debe dirigir hacia el extremo abierto de la vagina artificial. Las personas diestras pueden ser capaces de interceptar el pene, pero a menudo se requiere la mano izquierda para sujetar el cuerpo del pene y dirigir éste al extremo abierto de la vagina artificial, antes de intentar retirarla (**Imagen 26; video 2**).



**Imagen 26.** Se observa al macho cabrío realizando una monta; en ese momento la persona que está en cuclillas toma la vagina artificial con la válvula hacia abajo y entre los dedos y la dirige hacia el pene; si la persona no es hábil, con una mano enguantada puede tomar el prepucio o si el macho no se inhibe, sostener el cuerpo del pene y dirigirlo hacia la vagina artificial.



**Video 2.** Colección de semen con vagina artificial (Autor: Alberto Balcázar Sánchez).



Instantes después de que el macho haya eyaculado, la vagina artificial se coloca de manera vertical, quedando el tubo de vidrio o copa recolectora en la parte inferior; entonces, se abre la válvula que descarga la presión de aire y el agua; se tendrá la precaución de que no salpique agua cerca del tubo recolector de semen. Después se limpia el exterior del tubo o copa recolectora, se etiqueta, se tapa y se coloca en baño de agua a 30 °C (**Imagen 27**).



**Imagen 27.** Muestra la vagina artificial en posición vertical con el tubo colector en la parte inferior; se permite, así, que el eyaculado descienda hacia el tubo (en esta imagen no se protegió el semen de la luz por cuestiones demostrativas).

**Uso de la técnica de electroeyacuación:** el método electroeyacuación se elige cuando los machos rechazaron la vagina artificial y no pueden ser adiestrados a ella, o bien cuando se encuentran imposibilitados para realizar la monta. Al utilizar este método se obtiene



un eyaculado con un volumen un poco mayor que el que se obtiene por vagina artificial. Algunos parámetros considerados normales, sin embargo, pueden verse alterados, por ejemplo, la concentración espermática resulta menor. Como muestra del desarrollo de la técnica, se sugiere revisar el capítulo correspondiente.

### Características del semen recolectados con vagina artificial (VA)

**Carnero.** El semen del carnero es de color lechoso o crema pálido. Cualquier color diferente a este puede ser debido a diversas causas; por ejemplo el color rosado indica sangre –es probable– a causa de una lesión del pene durante la recolección, mientras que el semen gris o pardo sugiere contaminación o infección del aparato reproductivo. Hay que considerar que existen factores como la edad, época reproductiva o el anestro estacional, la habilidad de la persona que colecta y la frecuencia de obtención de muestras que pueden influir en los parámetros considerados como normales del eyaculado.

**Macho cabrío.** El semen del macho cabrío es blanco grisáceo a amarillo (rico en riboflavina) y el color es más variable que el del semen de borrego. El matiz varía entre uno y otro animal, incluso entre uno y otro eyaculado del mismo animal. Se conoce que el pH puede variar; los eyaculados que poseen una mayor concentración espermática, en general, son más ácidos alcanzado valores de 5.9. Otra característica del eyaculado del macho cabrío es que el plasma seminal es rico en fosfolipasa A, enzima producida en la glándula bulbouretral o de Cowper.

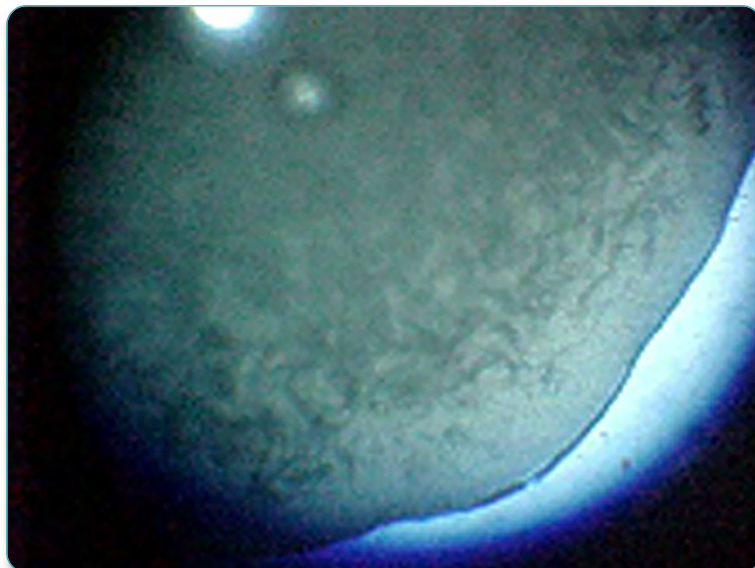


La fosfolipasa A es la enzima responsable de la coagulación del eyaculado cuando se le añade yema de huevo, este ingrediente se utiliza en los medios de dilución para refrigerar o congelar semen; es por eso, que a esta enzima se le conoce con el nombre de “enzima que coagula la yema de huevo”. También se ha informado que la glándula bulbouretral produce una fracción proteica conocida como BU-III, que interacciona con la leche utilizada en los diluyentes produciendo una inhibición de la movilidad espermática e induciendo la reacción acrosómica. En el **cuadro 1** se muestran las características del eyaculado de ambas especies.

**Cuadro 1.** Principales parámetros del eyaculado de los pequeños rumiantes. Spz= espermatozoides.

Parámetro	Carnero	Macho cabrío
Volumen	0.5-2.0 ml (animales maduros) 0.5-0.7 ml (animales jóvenes)	0.5 ml, con un rango de 0.5 2.0 ml
Concentración	3.0x 10 <sup>9</sup> a 5.0 x 10 <sup>9</sup> spz/ml.	3.6 x 10 <sup>9</sup> a 5.0 x10 <sup>9</sup> spz/ml.
Movilidad %	70-95	70-95
pH	5.9-7.3	5.9-7.3

En estas especies, finalmente, se debe considerar la evaluación de la movilidad en masa como se aprecia en la **imagen 28** y el **video 3**.



**Imagen 28.** Movilidad en masa: en esta imagen se observa un extremo de la gota de semen y se aprecian unas sombras que dan la apariencia de “olas”, debidas a la concentración y movimiento de los espermatozoides.



**Video 3.** Movilidad espermática en masa

## Técnicas de Inseminación artificial (IA) en la cabra y la oveja

La inseminación artificial (IA) consiste en un conjunto de técnicas aplicadas por el hombre con el fin de conseguir la fecundación del (los) óvulo(s) de la hembra sin la intervención directa del macho; permite, en esencia, la rápida y masiva difusión de las características

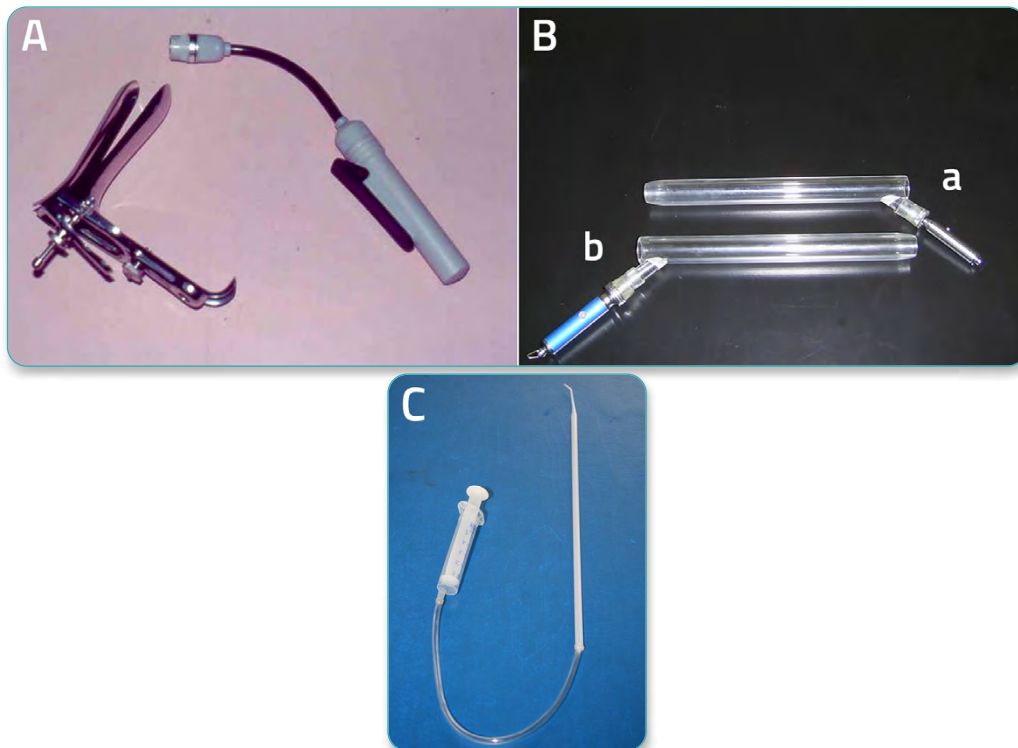




deseables de los reproductores con alto potencial productivo, usar sementales viejos o lesionados, inseminar hembras ubicadas en lugares distantes y ayuda en el control de algunas enfermedades de transmisión sexual. Con la utilización del semen criopreservado, además, se potencializa la posibilidad de poder conservar el semen de estos individuos de alto valor genético aun cuando hayan muerto. Se debe prestar particular atención a la IA en los pequeños rumiantes, pues hay que considerar varios factores que interfieren con la fertilidad en esta especie. Por ejemplo, la disposición anatómica del cérvix; la detección de estros, edad de la hembra, tiempo de IA; los procesos de dilución-criopreservación –tanto del semen refrigerado como del congelado-descongelado–. Existen diferentes técnicas para realizar la IA en pequeños rumiantes que consisten en depositar el semen en diferentes partes del aparato reproductivo, a continuación se procede a describir las más comunes.

**La IA cervical y transcervical.** En el caso de la IA se deberá contar con pistola de IA, vaginoscopios para hembras primaras y adultas, una fuente de luz y pipetas de IA que pueden elaborarse manualmente (**Imagen 29**).

Para realizar la inseminación cervical o transcervical, se puede poner a la hembra en un potro con los miembros posteriores apoyados en una barra acolchonada, el personal que nos ayudará sujeta a la hembra levantando la cola en posición vertical (**Imagen 30A**). La otra forma es colocar a la hembra en una prensa de manejo (**Imagen 30B**); después se limpia la vulva con un algodón y solución antiséptica, y se seca por completo con la finalidad de no introducir un agente infeccioso a la vagina o residuos que pudieran resultar espermaticidas.



**Imagen 29.** Diferentes tipos de vaginoscopios. **A:** vaginoscopio de pico de pato y lámpara de luz. **B:** vaginoscopios rectos con una lámpara conectada al adaptador, si la hembra a inseminar es primeriza se utiliza un espéculo de 20 x 150 mm (**a**) y si es de segundo parto en adelante se usa uno de 25 por 200 mm (**b**). **C:** pipeta de IA elaborada manualmente: la punta presenta un ligero ángulo de 30°, la pipeta se conecta a una manguera y esta, a su vez, con una jeringa que contiene aire para empujar el semen que está en la pipeta.



**Imagen 30.** Se muestran las diferentes formas de sujeción de las hembras para la inseminación artificial. **Lado izquierdo:** potro de contención, nótase que los miembros anteriores están apoyados en el piso. **Lado derecho:** se muestra una oveja sujeta en una prensa de manejo.

En ambas técnicas quien realiza la IA, introduce a la vagina el vaginoscopio (recto o de pico de pato) el cual se introduce con suavidad a través de la vulva en un ángulo de  $45^\circ$ , luego se nivela en posición horizontal y se introduce hasta una profundidad aproximada de 10 a 13 centímetros dependiendo de la raza y edad de la hembra (**Video 4**).



**Video 4.** Técnicas de IA en pequeños rumiantes (Autor: Alberto Balcázar Sánchez)



Se procura una correcta iluminación, y se procede a buscar el cérvix; en una hembra en celo es común observar que la mucosa este enrojecida con pliegues y la presencia de moco, el cual tiene una consistencia viscosa, es transparente cristalino y forma filamentos. Se introduce la pistola de inseminación a través del espéculo, se visualiza el cérvix –que en el caso de la oveja cobra mayor relevancia por su disposición anatómica (revisar unidad 1 del libro de fisiología reproductiva de los animales domésticos)– y en la oveja como en la cabra –de ser posible– se deposita el semen en el 3° o 4° anillo del cérvix. Antes de depositar el semen, se retirará un poco hacia atrás, el vaginoscopio a fin de facilitar el cierre de la vagina anterior, evitando que el semen se derrame. Después se sacará primero la pipeta y luego el vaginoscopio; en particular, se evitará el reflujo (que se devuelva el semen). Luego se procede a anotar todos los eventos en los registros reproductivos; incluidos la fecha y hora de la IA. Con posterioridad se verificará con otra técnica, si la hembra quedó gestante.

La IA cervical se realiza depositando el semen en la entrada del cérvix, cuando no es posible pasar los anillos del cérvix.

En las siguientes imágenes se muestra el cérvix de una oveja (**Imagen 31A**) y la inseminación artificial (**Imagen 31B**). En el **video 5** se ejemplifica la técnica completa de inseminación artificial.



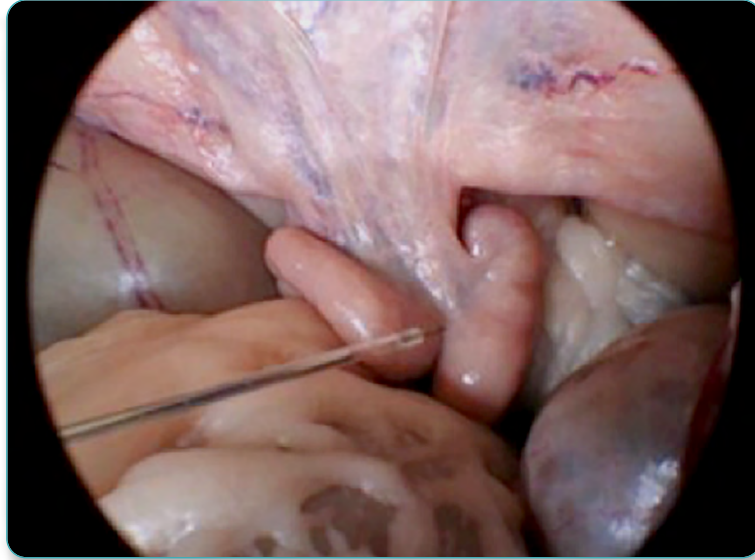
**Imagen 31. A:** cérvix de oveja con la típica forma de palomita de maíz; **B:** introducción de la pipeta de IA a través del vaginoscopio.



**Video 5.** Inseminación artificial en pequeños rumiantes (Autor: Alberto Balcázar Sánchez).

La técnica de IA Intrauterina se emplea en pequeños rumiantes cuando se utiliza semen congelado; esta es una técnica quirúrgica que implica el depósito directo del semen en los cuernos uterinos por medio de una laparotomía medio-ventral o con la ayuda de un laparoscopio. En pequeños rumiantes, el uso del laparoscopio es la técnica más usual, hoy en día, y es considerada de mínima invasión, ya que se deposita el semen lo más cercano al sitio de fertilización; se evita así el paso de los espermatozoides por la barrera del cérvix.

Los animales deben ser sometidos a un ayuno de alimento y agua por lo menos 24 horas previas a la inseminación para evitar punciones accidentales en el rumen o en la vejiga urinaria, y se les aplica anestesia disociativa para realizar este procedimiento quirúrgico. El semen se deposita en el cuerpo del útero o, bien, la mitad de la dosis en cada cuerno uterino; para este procedimiento, se requiere que la pistola de IA tenga una funda llamada "aspic" (esta funda de plástico tiene en uno de sus extremos una aguja ya calibrada para no dañar el útero, ASPIC paillette IMV France), en la **imagen 32** se muestra la IA intrauterina.



**Imagen 32.** En la imagen se aprecia la pistola de inseminación que tiene la funda conocida como aspic.

## Técnicas de diagnóstico de gestación (DG) en la cabra y la oveja

El diagnóstico de gestación en pequeños rumiantes debe de realizarse lo antes posible; esta acción nos permite dar un manejo zootécnico diferente a las hembras gestantes y favorecer la reincorporación de animales vacíos a un programa reproductivo que disminuye pérdidas económicas.

El diagnóstico precoz tiene las siguientes ventajas: reintroducir hembras vacías al servicio; evitar la venta de las hembras gestantes; planificar la producción; separar las gestaciones simples de las dobles para realizar una adecuada alimentación; evitar tratamientos de índole farmacológico –para inducir o sincronizar el estro– y



la ovulación en hembras gestantes (evitando abortos o mortalidad embrionaria), asimismo, realizar un adecuado calendario sanitario, y supervisar los partos.

Las técnicas de apoyo para el DG en pequeños rumiantes pueden ser simples y económicas, tanto como el no retorno al estro y la técnica de palpación abdominal “peloteo fetal”, las cuales se describirán a continuación.

**Métodos conductuales:** se refieren al “no retorno al estro” y se basa en la presunción de que una hembra servida ha quedado gestante, si no ha mostrado signos de estro después de transcurrido el tiempo correspondiente a un ciclo estral. Aunque la precisión de esta prueba es baja (en la literatura mencionan valores oscilan entre un 60% y un 80%), debido a que se necesita una adecuada detección de celos, detalle que puede ser muy variable en el campo.

Entre los factores que pueden alterar la detección de celos, habrá que mencionar: animales que reciben una IA o servicio al final de la época reproductiva, la ausencia de estro no indica por fuerza que la hembra está gestante, sino que pudo haberse iniciado el anestro estacional; también pueden ocurrir ciertas patologías como la hidrómetra, mucometra, piometra, cuerpo lúteo persistente. **Esta técnica no debe considerarse un método de diagnóstico de gestación, sino solamente un auxiliar sencillo**, económico y que debe ser corroborada la gestación mediante otra técnica más eficaz y temprana.

**Técnica de palpación abdominal “peloteo fetal”:** es una técnica muy sencilla, pero que requiere de mucha experiencia del personal que la realiza; se lleva a cabo a partir de 50 a 60 días de gestación; es confiable y su costo es reducido. Con esta técnica se ha manifestado una eficiencia del 80 a 90% en el diagnóstico. Entre las desventajas se tiene que es una técnica tardía de DG; cuando se realiza las



hembras ya comienzan a tener crecimiento de la glándula mamaria, no se pueden detectar gestaciones múltiples ni viabilidad fetal. En la **imagen 33** se describe la técnica para el DG mediante “peloteo fetal”.



**Imagen 33.** Se procede a inmovilizar a la hembra en cuadripedestación; luego, la persona se coloca en la parte posterior de la hembra e introduce las palmas de sus manos a ambos lados anterior a la ubre; con la mano derecha se empuja con suavidad el feto hacia arriba y se espera que éste descienda; con la mano izquierda se palpa su presencia, pues así se induce la movilidad del feto dentro del líquido amniótico.

Uso del ultrasonido de imagen real. La incorporación del ultrasonido como una herramienta en el diagnóstico de gestación hace posible que se tenga un diagnóstico eficaz, seguro y de manera temprana, lo que facilita la planeación del manejo del hato.

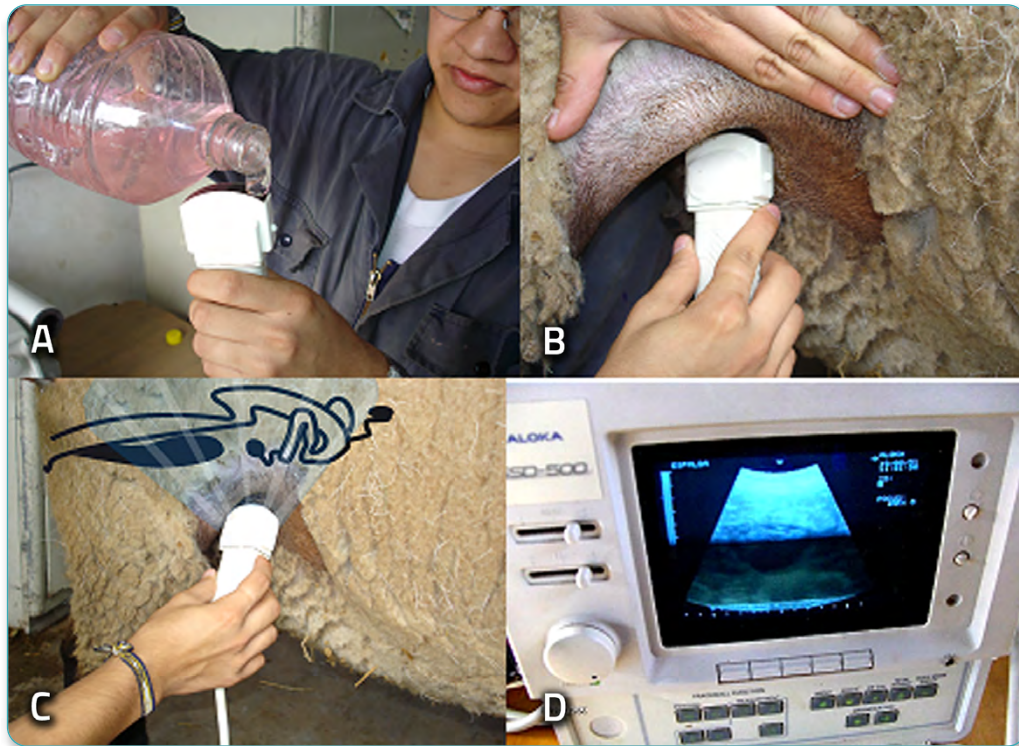




El uso de la ultrasonografía para el diagnóstico de gestación, sobre todo, el de modo B, ha ganado popularidad por ser uno de los métodos más eficientes aplicable a las especies domésticas.

El procedimiento transabdominal se puede realizar según la literatura a partir del día 25 post servicio o IA, donde se observa a la vesícula embrionaria (lo cual se requiere de mucha experiencia del personal que lo realice); sin embargo, después del día 35 en adelante se pueden observar sin dificultad los placentomas (unión de la cárnica –parte materna– con el cotiledón –porción placentaria–), la eficiencia de este método varía entre un 70% y un 90% debido a diversos factores como: tipo de transductor empleado, edad, condición corporal, experiencia del personal que lo realice.

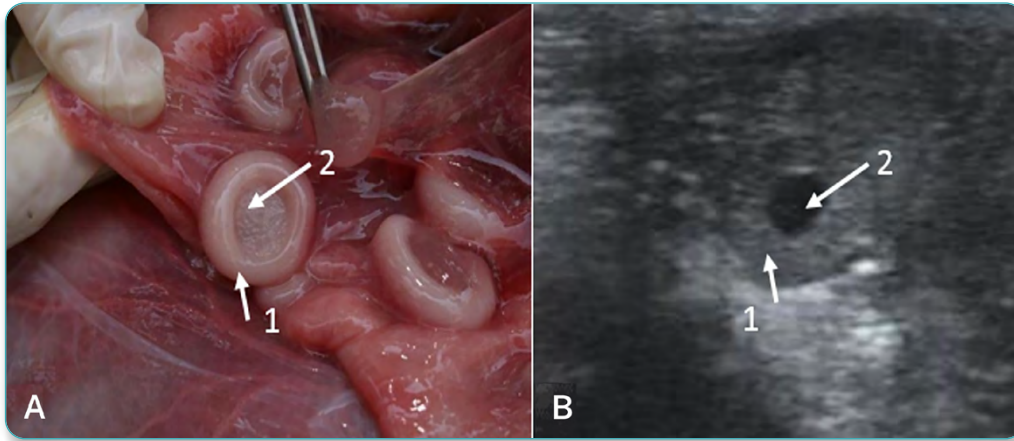
Para esta técnica se sujeta a la hembra en posición de cuadrípeda o en decúbito dorsal; dependerá de la habilidad del personal que la realice. Se procede a limpiar un flanco (ingle) para retirar la mayor cantidad de grasa y material orgánico, de inmediato se coloca al transductor un gel, base agua, para establecer un correcto contacto con la piel y eliminar espacios de aire entre éstos (**Imagen 34A**). Después, el transductor se coloca en la zona de la ingre (**Imagen 34B**) y se dirige en un ángulo de 45° en dirección a la vejiga (**Imagen 34C**); se observa el monitor para encontrar la estructura deseada, se realizan movimientos en "W" para abarcar toda la región ocupada por el útero (**Imagen 34D**). En la **imagen 34** y en el **video 5**, se muestra el seguimiento para llevar a cabo la técnica de ultrasonografía transabdominal para el DG.



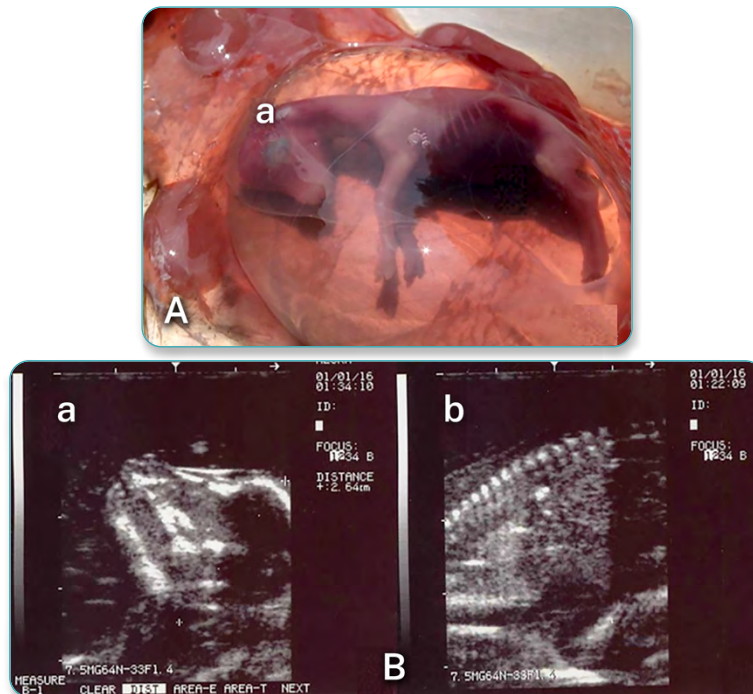
**Imagen 34.** Secuencia de acciones para realizar el DG por ultrasonografía transabdominal.

Si la hembra examinada resulta positiva al DG, la imagen observada dependerá de la fecha de realización del ultrasonido; si es a partir del día 35 en adelante se observarán placentomas (**Imagen 35**).

Si se trata de una gestación más avanzada se podrá observar al feto y sus diversas estructuras en distintas tonalidades de blanco a oscuro apreciándose, incluso, el latido cardiaco **imagen 36**.



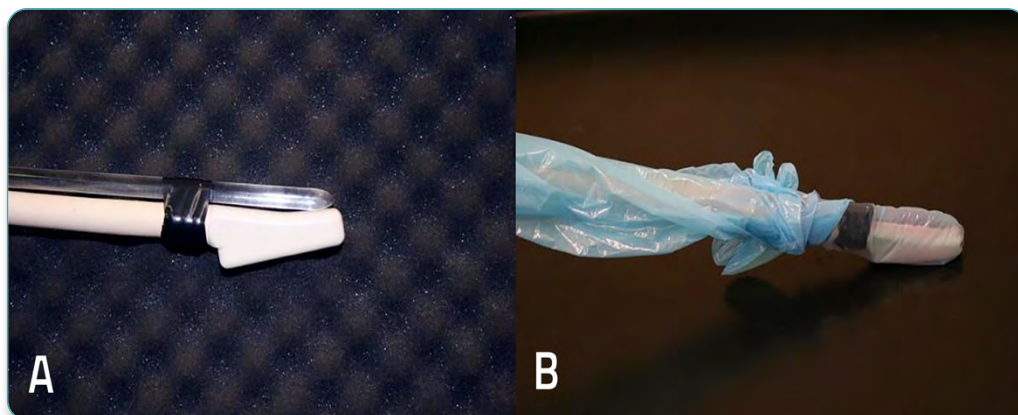
**Imagen 35.** En estas imágenes se observa el comparativo de un placentoma en material de rastro **(A)**, y su imagen en ultrasonido **(B)**. Un placentoma se observa de diversas formas: la más común es en forma circular hiperecogénica **(1)** y en el centro una zona hipocogénica **(2)**.



**Imagen 36.** Feto de 65 días de edad. **A:** Material de rastro; **B:** imágenes de ultrasonografía. **(a)** comparativo de cabeza y **(b)** comparativo de la cavidad torácica.

Uso de ultrasonido transrectal. Esta técnica se puede realizar desde los 25 días pos servicio o IA, cuando podrá observarse la vesícula embrionaria. A partir del día 30, y en adelante, se evidencia el desarrollo de los placentomas y del feto. Téngase presente que para hacer la ultrasonografía transrectal, el personal debe poseer una profunda destreza y realizar un manejo zootécnico preciso y delicado para no lastimar al animal. Mediante el uso de esta técnica la eficiencia de este método varía de un 50% hasta un 100% debido a diversos factores como: tipo de transductor empleado, edad, condición corporal, experiencia de la persona.

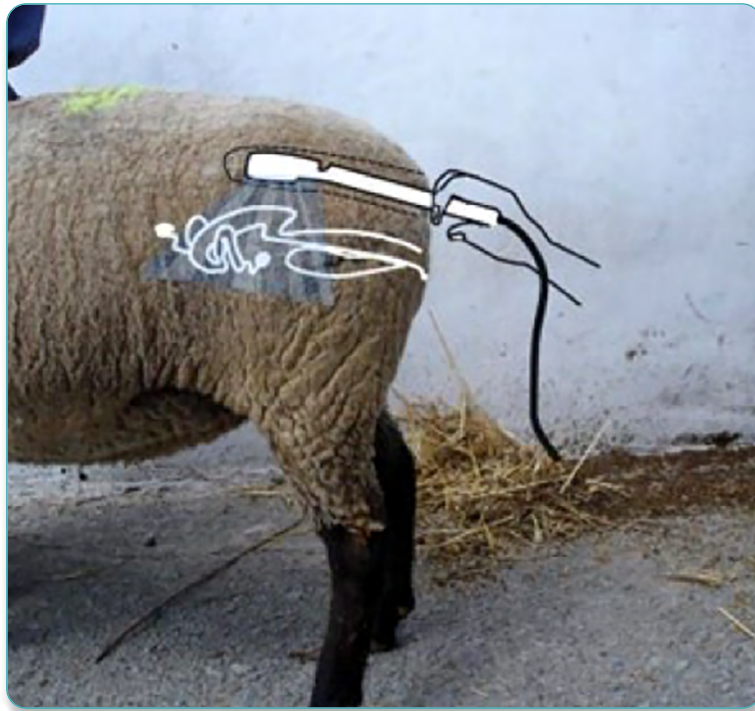
En este procedimiento se coloca a la hembra en una prensa de manejo o se sujeta en posición de cuadripedestación, al transductor se le coloca una varilla de material acrílico en su porción dorsal y se fija con tela adhesiva, luego se envuelve en un guante de palpación el cual contiene un gel lubricante base agua para que exista un contacto adecuado (**Imagen 37**).



**Imagen 37.** Transductor lineal de 7.5 MHz. **A:** con una varilla de acrílico sujeta en la parte dorsal; **B:** transductor ya envuelto en un guante de palpación con gel, base agua, en su interior.



Se evacua el recto de heces en la medida de lo posible, luego se lubrica el transductor envuelto con el guante de palpación con el mismo gel lubricante y se introduce en el recto en un ángulo de  $45^\circ$  con suma lentitud, realizando movimientos hacia los lados y presionando sobre el piso de la pelvis (**Imagen 38**).



**Imagen 38.** Se muestra de forma esquematizada la forma en que debe quedar el transductor dentro del recto del animal, el objetivo es obtener una imagen del útero en su totalidad.

Una vez que el transductor está en el interior del recto, se procede a localizar la vejiga que tendrá una apariencia de bolsa oscura (hipoecoica), se va introduciendo de manera pausada el transductor, hasta localizar los cuernos uterinos (**Imagen 39**).



**Imagen 39.** Si la hembra no se encuentra gestante se podrán observar los cuernos uterinos sin ninguna estructura en su interior, las flechas indican la curvatura uterina sin ningún contenido.

En la **imagen 40** se observa el útero de una cabra gestante donde se distingue, una estructura de unos 53 mm de diámetro en el interior del útero, en su interior se observa la vesícula embrionaria en una gestación aproximada de 25 días.



**Imagen 40.** Vesícula embrionaria en una gestación aproximada de 25 días.

## 7 Forma en la que será evaluada la actividad

**RÚBRICA** para evaluar las habilidades obtenidas en la práctica de manejo reproductivo de ovinos y caprinos.

Integrantes: \_\_\_\_\_  
\_\_\_\_\_  
\_\_\_\_\_



Desempeño	Excelente (2 puntos)	Suficiente (1 punto)	Deficiente (0 puntos)	Puntaje y comentarios
<p>Aplicación de esponjas.</p> <p>Limpieza de la vulva</p> <p>Armado y lubricación del vaginoscopio.</p> <p>Introducción del vaginoscopio en la vagina, colocación de la esponja en el aplicador e inserción de la esponja en la vagina.</p> <p>Retiro del aplicador y verificación de la correcta colocación de la esponja</p> <p>Posteriormente, remoción de la esponja de forma adecuada.</p>	<p>Realiza la aplicación de esponjas intravaginales y sigue cada punto de la técnica de manera correcta y ordenada.</p> <p>Aplica de manera adecuada las medidas de contención física de los animales, los procedimientos de higiene y antisepsia, así como las medidas de bioseguridad correspondientes a la técnica.</p>	<p>Realiza la aplicación de esponjas intravaginales de acuerdo a los pasos de la técnica, aunque algunos de ellos de los realiza de manera incompleta.</p> <p>Aplica de manera parcial las medidas de contención física de los animales, los procedimientos de higiene, antisepsia y las medidas de bioseguridad acordes con la técnica.</p>	<p>Omite pasos en la aplicación de esponjas intravaginales: lo realiza de manera incorrecta o, incluso, desconoce el procedimiento.</p> <p>No aplica las medidas de contención física de los animales; los procedimientos de higiene, antisepsia, ni las medidas de bioseguridad acordes con la técnica.</p>	
<p>Aplicación de CIDR</p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• Limpieza de la vulva.</li> <li>• Armado correcto del CIDR en el aplicador y lubricación.</li> <li>• Aplicación adecuada del CIDR en la vagina.</li> <li>• Retiro del aplicador y verificación de la correcta colocación del CIDR.</li> <li>• Remoción del CIDR de forma adecuada.</li> </ul>	<p>Realiza la aplicación de CIDR; se ciñe a cada punto de la técnica de manera correcta y ordenada.</p> <p>Desarrolla de manera adecuada las medidas de contención física de los animales, los procedimientos de higiene y antisepsia, así como las medidas de bioseguridad correspondientes a la técnica.</p>	<p>Efectúa la aplicación de CIDR y cumple con los pasos de la técnica, pero algunos de ellos de manera incompleta.</p> <p>Aplica de modo parcial las medidas de contención física de los animales, los procedimientos de higiene, antisepsia y las medidas de bioseguridad acordes con la técnica.</p>	<p>Omite pasos en la aplicación de CIDR, lo hace de manera incorrecta o, incluso, desconoce el procedimiento.</p> <p>No cumple las medidas de contención física de los animales, los procedimientos de higiene, antisepsia, ni las medidas de bioseguridad acordes con la técnica.</p>	

continúa...





Desempeño	Excelente (2 puntos)	Suficiente (1 punto)	Deficiente (0 puntos)	Puntaje y comentarios
<p>Detección de calores. Describe los métodos de detección de calores y realiza el correcto manejo del macho celador (sujeción y colocación de mandil y/o arnés de marcador).</p>	<p>Describe los métodos de detección de calores en la especie, el manejo del macho y la colocación del mandil y/o arnés de forma totalmente correcta.</p>	<p>Describe los métodos de detección de calores en la especie, el manejo del macho y la colocación del mandil y/o del arnés en forma parcialmente adecuada.</p>	<p>Desconoce los métodos de detección de calores en la especie, el manejo del macho es inadecuado y la colocación del mandil y/o del arnés es errónea.</p>	
<p>Identificación del comportamiento sexual del macho. En la detección de calores, identifica: olfateo de genitales, signo de flehmen, vocalizaciones, lengüeteo, manoteo, topeteo, orinan pecho o barbas (machos cabríos) e intentos de monta.</p>	<p>Identifica y diferencia con precisión, las conductas sexuales del carnero y del macho cabrío.</p>	<p>Reconoce, en general, el comportamiento sexual de los machos, sin advertir de manera específica las diferentes conductas sexuales del carnero y del macho cabrío.</p>	<p>No logra identificar el comportamiento sexual de los machos o algunas conductas sexuales son erróneas a las de los pequeños ruminantes.</p>	
<p>Identificación del comportamiento sexual de la hembra. En la detección de calores, identifica a las hembras que se encuentran en estro, así como el signo de inmovilidad ante la monta y otras conductas sexuales, por ejemplo, la búsqueda activa del macho, aumento de la micción, banderilleo.</p>	<p>Identifica de manera adecuada, las hembras que se encuentran en estro por el signo de inmovilidad ante la monta y reconoce con precisión el resto de las conductas sexuales.</p>	<p>Identifica algunas conductas sexuales de las hembras, pero no logra confirmar a las hembras que, en realidad, se encuentran en calor.</p>	<p>No logra identificar a las hembras que se encuentran en estro, tampoco identifica las conductas sexuales de las hembras.</p>	



continúa...

Desempeño	Excelente (2 puntos)	Suficiente (1 punto)	Deficiente (0 puntos)	Puntaje y comentarios
<p>Inseminación artificial transcervical</p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• Limpieza de la vulva.</li> <li>• Vaginoscopia (introduce de manera adecuada el vaginoscopio, inspecciona la vagina y localiza el cérvix).</li> <li>• Introducción correcta de la pipeta conectada a la jeringa con el semen.</li> </ul>	<p>Realiza la IA siguiendo los pasos de la técnica de manera precisa y ordenada. Aplica las medidas de higiene y de bioseguridad en todo el procedimiento.</p>	<p>Realiza la IA siguiendo los pasos de la técnica, algunos de ellos de manera incompleta, pero finalmente localiza el cérvix y realiza la IA. Aplica las medidas de higiene y de bioseguridad en la mayor parte del procedimiento.</p>	<p>Omite pasos en la técnica de IA, los realiza de manera equivocada y no logra identificar el cérvix. Falla en la aplicación de medidas de higiene y de bioseguridad.</p>	
<p>Armado de la vagina artificial</p> <p>Identifica las partes que conforman la vagina artificial (VA), el material requerido: tubo rígido, funda de la vagina, cono colector, tubo de vidrio o de plástico, termo para agua caliente 42 a 45 °C; gasas, ligas, termómetro de columna de mercurio, jeringas de 20 ml, perilla para introducir aire. Realiza el armado correcto de la VA.</p>	<p>Identifica con precisión todas las partes de la VA y el material requerido para su armado. El armado de la VA es correcto.</p>	<p>Identifica en su mayoría las partes de la VA y el material requerido para su armado. El armado de la VA es parcialmente adecuado.</p>	<p>Identifica de manera incompleta las partes de la VA y del material necesario para su armado completo. El armado de la VA es incorrecto.</p>	

continúa...



Desempeño	Excelente (2 puntos)	Suficiente (1 punto)	Deficiente (0 puntos)	Puntaje y comentarios
<p>Colección de semen</p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• Adecuada sujeción física de los animales.</li> <li>• Limpieza del prepucio, pene (rasurado de la zona si es necesario).</li> <li>• Técnica: se coloca a un lado de la hembra, toma el prepucio del seminal y desvía el pene a la vagina artificial.</li> <li>• Protección del eyaculado: ante la luz, cambios de temperatura.</li> </ul>	<p>Efectúa la colecta de semen siguiendo cada paso de la técnica, de manera correcta y ordenada.</p> <p>Aplica las medidas de contención física de los animales, de higiene y de bioseguridad en todo el procedimiento.</p>	<p>Realiza la colecta de semen siguiendo los pasos de la técnica; pero algunos de ellos son erráticos incompletos, pero logra la obtención de semen.</p> <p>Aplica las medidas de contención física de los animales, de higiene y de bioseguridad en la mayor parte del procedimiento.</p>	<p>Omite pasos de la técnica de colección de semen, los realiza de manera incorrecta y no logra la obtención de semen.</p> <p>Se equivoca en la aplicación de medidas de contención física de los animales, en las medidas de higiene y/o bioseguridad, referentes a la técnica.</p>	
<p>Diagnóstico de gestación (DG) por ultrasonografía modo B</p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• Selecciona de manera adecuada el tipo de transductor, de acuerdo con el tiempo de gestación de la hembra y según sea el caso.</li> <li>• Coloca con precisión el transductor con gel, en la zona anatómica para realizar el DG transabdominal.</li> <li>• Realiza el armado necesario del transductor lineal y lo introduce de forma correcta a través del recto para realizar el DG transrectal.</li> </ul>	<p>Selecciona el transductor correcto para el DG por ultrasonografía e identifica de manera adecuada los pasos para realizar el DG de acuerdo con el tiempo de gestación de la hembra.</p>	<p>Selecciona el transductor correcto para el DG por ultrasonografía e identifica parcialmente los pasos para realizar el DG de acuerdo con el tiempo de gestación de la hembra.</p>	<p>Selecciona el transductor equivocado para el DG por ultrasonografía y No identifica adecuadamente el procedimiento para realizar el DG.</p>	

continúa...



Desempeño	Excelente (2 puntos)	Suficiente (1 punto)	Deficiente (0 puntos)	Puntaje y comentarios
Interpretación de la ultrasonografía Identifica y señala en la pantalla del ultrasonido, la presencia de la vesícula embrionaria, placentomas y/o feto, cuyas estructuras son indicativa de gestación.	Confirma con acierto el DG. Identifica con precisión la vesícula embrionaria, los placentomas y/o el feto.	Identifica de modo parcial estructuras en útero, aunque sin definir si se trata de la vesícula embrionaria, placentomas o del feto.	No logra identificar ninguna estructura sugerente de gestación.	
19-20 puntos = 10. 17-18 puntos = 9. 15-16 puntos = 8. 13-14 puntos = 7. 10-12 puntos = 6. Menos de 10 puntos = 5.				

Nota: en el **APARTADO 1** se encuentran las rúbricas individuales de valorar el desempeño en cada actividad realizada.

## 8 Bibliografía

- Abril-Sánchez S, Freitas-de-Melo A, Giriboni J, Santiago-Moreno J, Ungerfeld R. Sperm collection by electroejaculation in small ruminants: A review on welfare problems and alternative techniques. *Anim Reprod Sci.* 2019;205: 1-9. doi: 10.1016/j.anireprosci.2019.03.023.
- Amiridis G, Cseh S. Assisted reproductive technologies in the reproductive management of small ruminants. *Anim Reprod Sci.* 2012;130(3-4):152-161. doi: 10.1016/j.anireprosci.2012.01.009
- Aziz D, Lazim E. Transabdominal ultrasonography in standing position for pregnancy diagnosis in Awassi ewes. *Small Rumin Res.* 2012;107(2-3):131-135. doi: 10.1016/j.smallrumres.2012.05.007.
- Balcázar J, Porrás A. Manual de prácticas en manejo reproductivo de ovinos y caprinos. DF (México): Universidad Nacional Autónoma de México; 2009.

- Christians C, Romano J. Early pregnancy diagnosis by transrectal ultrasonography in ewes. *Small Rum Res.* 2008;77(1):51–57. doi: 10.1016/j.smallrumres.2008.02.004.
- Cseh S, Faigl V, Amiridis G. Semen processing and artificial insemination in health management of small ruminants. *Anim Reprod Sci.* 2012;130(3-4):187–192. doi: 10.1016/j.anireprosci.2012.01.014.
- Gourley D, Riese R. Laparoscopic artificial insemination in sheep. *Vet Clin of North Am Food Anim Pract.* 1990;6(3):615–633. doi: 10.1016/s0749-0720(15)30836-7.
- Hafez E, Hafez B. Reproducción e inseminación artificial en animales. 7a. ed. DF (México): McGraw-Hill Interamericana Editores; 2002.
- Jones A, Reed S. Benefits of ultrasound scanning during gestation in the small ruminant. *Small Rumin. Res.* 2017; 149:163–171. doi: 10.1016/j.smallrumres.2017.02.008.
- Kilgour R. Mating behaviour of rams in pens. *Aust. J. Exp. Agric.* 1985; 25:298-305. doi: 10.1071/EA9850298.
- Leethongdee S, Ponglowhapan S. Artificial Insemination in Goats: An Update. *Thai J Vet Med [Internet].* 2014 [citado 29 septiembre 2022];44(Suppl.1):73-77. Disponible en: [http://www.ogr.vet.chula.ac.th/TSAR/TSAR\\_Proceedings.pdf](http://www.ogr.vet.chula.ac.th/TSAR/TSAR_Proceedings.pdf).
- Purohit G. Methods Of Pregnancy Diagnosis In Domestic Animals: The Current Status. *Webmed Central Reproduction.* 2010;1(12):1-26. doi: 10.9754/journal.wmc.2010.001305.
- Pugh G, Baird N, Edmondson A and Thomas. *PassleSheep, Goat, and Cervid Medicine.* Third edition 2021; <https://doi.org/10.1016/B978-0-323-62463-3.00001-3>.
- Ridler A, Smith S, West D. Ram and buck management. *Anim Reprod Sci.* 2012;130(3-4):180-183. doi: 10.1016/j.anireprosci.2012.01.012.



## 9 Casos

### CASO 1

#### “Ojitos y cariñitos”

Autores: Angélica Escobedo y Alberto Balcázar

#### APRENDIZAJES

El alumnado será capaz de identificar la época reproductiva de los pequeños rumiantes y los signos característicos del comportamiento sexual del macho ovino y de las hembras que se encuentran en estro.

#### ESCENARIO DEL CASO

Don Nacho es comerciante y tiene una tienda de abarrotes en el sur del estado de Puebla; él quiere incursionar en un negocio alternativo a su actividad principal. Algunas personas le han comentado que la crianza de borregos puede ser muy redituable y una inversión disponible cuando se necesite; entonces, don Nacho decidió emprender una producción de corderos para pie de cría y para venta en fiestas navideñas.

En el inicio de esta actividad, don Nacho adquirió en el mes de abril un macho Suffolk y un pequeño rebaño de 15 hembras F1 (Suffolk/Hampshire), no gestantes y de uno a dos años de edad, todos con buen estado de salud. Las hembras y el macho se alojan juntos en un corral y aunque ha pasado un mes desde que Don Nacho compró los animales, está preocupado porque los ve muy tranquilos, menciona que el macho solo llega a oler a las hembras, pela los dientes, huele el aire o la orina y las hembras corren, en ocasiones solamente comen, no ve que se hagan ojitos o cariñitos e incluso, algunas veces el macho ignora a las hembras y viceversa.



Don Nacho no sabe si están enfermas o tienen algún problema, empieza a dudar si hizo bien en invertir su dinero en estos animales, además se comprometió a entregar 10 corderos para venta en un supermercado *gourmet* en el mes de enero.

En su desesperación, Don Nacho solicita tu asesoría para que lo ayudes. Tu accedes a apoyarlo y como primer paso revisas a los animales; que en una primera exploración física se encuentran sanos.

### ACTIVIDADES

Responder las siguientes preguntas, fundamentando tus respuestas, en un documento no mayor a dos cuartillas:

- ▶ Con la información del caso establece una lista de evidencias, enumerando las posibles causas.
- ▶ ¿El comportamiento del macho, que menciona don Nacho, sugiere un proceso de enfermedad, o hace referencia a un comportamiento errático?; ¿por qué?
- ▶ Si se considera la información del caso, ¿cuáles podrían ser las causas de que las hembras se muestran indiferentes al macho? y ¿cuál debería ser el comportamiento reproductivo normal de las hembras?
- ▶ ¿Será posible la entrega de corderos finalizados para venta en el mes de enero?
- ▶ ¿Qué alternativas podrías sugerirle al productor para que cumpla con el objetivo de entregar esos corderos en la fecha acordada?

NOTA: incluir los apoyos bibliográficos empleados, en una cuartilla independiente a la del escrito.



**RÚBRICA** para calificar el caso de Ojitos y cariñitos.

Integrantes: \_\_\_\_\_  
\_\_\_\_\_  
\_\_\_\_\_

Desempeño	Excelente (3 puntos)	Suficiente (2 puntos)	Deficiente (1 punto)	Puntaje y comentarios
Lista de signos y causas probables Identificaron los signos principales para el caso y enlistaron para cada uno al menos 3 causas posibles.	Identificaron los signos principales, y enlistó por lo menos 3 causas posibles de cada uno.	No identificaron por completo los signos principales, y/o enlistó menos de 3 causas posibles de cada uno.	No identificaron correctamente los signos principales o las causas posibles de los mismos son erróneas.	
Origen del problema y de las conductas de los animales Identificaron el origen del problema y reconocieron a qué hacen alusión las conductas de los animales descritas. Describieron el comportamiento sexual característico del macho – signo de flehmen, búsqueda activa de la hembra, olfateo de genitales, manoteo, vocalizaciones, monta– y de las hembras en estro (incremento de micción y de actividad locomotora, interés por el macho, banderilleo y principalmente inmovilidad ante la monta).	Identificaron la causa del problema y aludieron al comportamiento de los animales descrito en el caso. Describieron con claridad el comportamiento sexual del macho y el de las hembras en estro.	Identificaron la causa del problema y aludieron al comportamiento descrito de los animales, pero sólo describieron algunas conductas sexuales del macho y/o de las hembras en estro.	No reconocieron el origen del problema; es erróneo o confuso; y desconocen las conductas sexuales propias del macho y de las hembras en estro.	

continúa...





Desempeño	Excelente (2 puntos)	Suficiente (1 punto)	Deficiente (0 puntos)	Puntaje y comentarios
Discusión y resolución del caso Emitieron una opinión de acuerdo con el análisis de la información y proponen posibles soluciones al problema.	La opinión emitida y las soluciones propuestas resultan adecuadas para la solución del caso al considerar: la época reproductiva, la raza y el comportamiento sexual de la especie.	La opinión emitida y las soluciones propuestas resultan parcialmente aplicables a la solución del caso.	La conclusión y/o las soluciones propuestas, resultan deficientes para la solución del caso.	
9 puntos = 10. 8 puntos = 9. 7 puntos = 8. 6 puntos = 7. 5 puntos = 6. Menos de 4 puntos = 5.				

## Caso 2

### Evaluación reproductiva en la producción “Arroyo Seco”

Autores: Angélica Escobedo y Alberto Balcázar

#### APRENDIZAJES

El alumnado será capaz de identificar a través de la ultrasonografía en modo B, el estado fisiológico de ovejas y cabras (gestantes y no gestantes), además reconocerá una de las afecciones reproductivas más comunes que puede interferir con el término de la gestación en pequeños rumiantes.



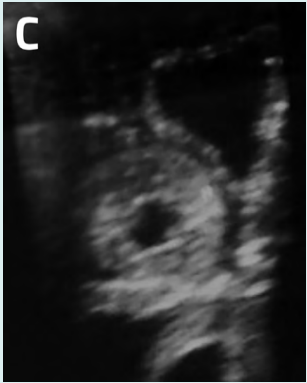
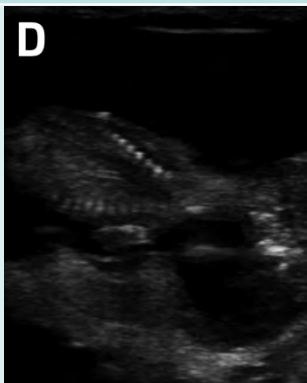
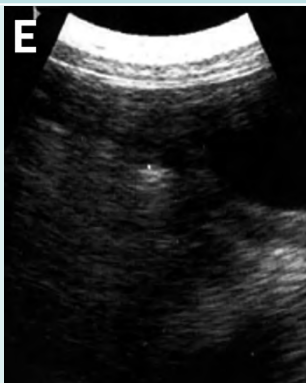

#### ESCENARIO DEL CASO

En una producción de ovinos y caprinos con sistema mixto y cuyo fin zootécnico es la venta de animales para engorda y la producción artesanal de lácteos; el empadre de este año se realizó por monta natural y tuvo una duración de 45 días. Al empadre entraron 25 ovejas y 25 cabras de dos y tres años, sanas y con buena condición corporal



(3-3.5/5). A los 25 días de finalizar el empadre, se confirmó la gestación por ultrasonografía transrectal en tiempo real obteniéndose la siguiente información.

**CUADRO DE ULTRASONOGRAFÍAS.** Imágenes ecográficas representativas del diagnóstico de gestación realizado a las hembras, y número de animales que presentaron esos hallazgos.

		
11 hembras	7 hembras	9 hembras
		
6 hembras	7 hembras	10 hembras

Dos meses y medio después, el propietario refiere que algunas ovejas están tristes, que al caminar se caen o, incluso, permanecen postradas, casi no comen y toman agua muy poco y ha visto que tie-



nen dificultad para defecar. Menciona, también, que hace un par de días se le murieron dos cabras: con los mismos signos, y que se separaron del rebaño. Además, una de ellas a veces giraba en círculos y la otra solo ponía la cabeza contra la pared, tenían la mirada perdida y no reaccionaba cuando se les acercaban; ya al final rechinaban los dientes, en momentos presentaban convulsiones, volteaban la cabeza hacia el flanco, empezaban a respirar muy rápido y, al final, quedaban postradas en decúbito lateral. El productor está preocupado por la situación, ya que son varios animales los que están presentando el mismo problema y al parecer son las hembras que están gestantes.

**DATOS ADICIONALES:** la producción se encuentra en Arroyo Seco, Querétaro; el clima suele ser caluroso con cambios extremos a frío según la temporada (aunque este año se registraron temperaturas por arriba de lo normal). Los animales se encuentran lotificados en machos, corderos, hembras gestantes y hembras vacías. Se les alimenta con un poco de concentrado en el pesebre por las mañanas y salen a pastorear a campo libre hasta la tarde. No se habían presentado, antes, problemas de este tipo en la producción y la prolificidad alcanzada en el rebaño es de 1.5.

Al realizar la evaluación clínica y de laboratorio de la hembra E, se obtienen los siguientes datos:

<b>Examen físico</b>	Condición corporal de 2 - 2.5, ubre pequeña, anorexia, deshidratación; los animales que están en un estado más grave presentan letargia, bruxismo, edema en miembros, visión disminuida, taquipnea, taquicardia, fiebre y, en ocasiones, mioclonías.
<b>Bioquímica sanguínea</b>	Glucosa 0.8 mol/L (normal: 2 mol/L), ↑ ácidos grasos no esterificados, β-hidroxibutirato 8.5 mol/L (normal hasta 2.5 mol/L), ↑ triacilglicerol, ↑ colesterol, ↑ urea, ↑ creatinina, ↑ AST. Concentraciones de Ca <sup>2+</sup> , Mg <sup>+</sup> en niveles normales.
<b>Análisis de orina</b>	↑ cuerpos cetónicos.



## ACTIVIDADES

Con la información descrita en el caso, responde en un documento no mayor a dos cuartillas, a los siguientes cuestionamientos:

- De manera reproductiva, ¿qué tan eficiente resulta la producción en cuanto a la fertilidad (buena, regular, inadecuada)? ¿Por qué?
- ¿Cómo interpretas las imágenes obtenidas al diagnóstico de gestación por ultrasonografía y aproximadamente, a qué edad de la gestación estarían haciendo referencia?

Imagen	Estructura(s) visualizada(s)	Edad aproximada de la gestación
A		
B		
C		
D		
E		
F		

- ¿Qué diagnósticos presuntivos se podrían considerar que estén afectando la producción; qué harías para llegar al diagnóstico final?
- De acuerdo con la historia clínica, el examen físico general y las pruebas de laboratorio, ¿cuál es el diagnóstico final y cómo se trataría?
- ¿Cuál sería la causa de que se esté presentando este problema en la producción?

NOTA: incluir los apoyos bibliográficos empleados, en una cuartilla independiente a la del escrito.



**RÚBRICA** para evaluar el caso de Evaluación reproductiva en la producción "Arroyo Seco".

Integrantes: \_\_\_\_\_

\_\_\_\_\_

Desempeño	Excelente (2 puntos)	Suficiente (1 punto)	Deficiente (0 puntos)	Puntaje y comentarios
<p><b>Diagnóstico de gestación</b></p> <p>Logra identificar las hembras gestantes y no gestantes a través de las estructuras reconocibles en las imágenes ultrasonográficas.</p>	<p>Identifica con claridad las imágenes ultrasonográficas correspondientes a hembras gestantes, no gestantes y con gestación múltiple.</p>	<p>Reconoce algunas hembras gestantes, pero presenta confusión ante algunas estructuras proyectadas en las imágenes ultrasonográficas.</p>	<p>Da por gestantes a todas las hembras o no logra identificar ninguna estructura sugerente de gestación.</p>	
<p><b>Diagnósticos presuntivos y pruebas de laboratorio</b></p> <p>De acuerdo con la historia clínica, propone los diagnósticos presuntivos del problema y menciona las pruebas a realizar para dirigir el diagnóstico definitivo.</p>	<p>Los supuestos diagnósticos son acordes con la historia clínica y las pruebas diagnósticas son completas que permiten dirigir de manera adecuada el diagnóstico definitivo.</p>	<p>Los presuntos diagnósticos establecidos son acordes con la historia clínica, pero las pruebas diagnósticas son incompletas para dirigir el diagnóstico definitivo.</p>	<p>No propone ningún diagnóstico probable, ni menciona pruebas diagnósticas a realizar, o las propuestas no tienen relación con la historia clínica.</p>	

continúa...



<b>Desempeño</b>	<b>Excelente (2 puntos)</b>	<b>Suficiente (1 punto)</b>	<b>Deficiente (0 puntos)</b>	<b>Puntaje y comentarios</b>
<b>Discusión y resolución</b>  Integra la información obtenida (historia clínica, examen físico general y resultado de las pruebas de laboratorio) para dar un diagnóstico definitivo, su tratamiento e identifica el origen del problema.	Incorpora la información precisa que obtiene; el diagnóstico definitivo y el tratamiento son correctos. Logra identificar con precisión el origen del problema.	Integra de forma parcial la información que reúne; el diagnóstico definitivo y/o el tratamiento son incompletos. Logra identificar de manera parcial el origen del problema.	Integra la información obtenida de manera incorrecta, de ahí que el diagnóstico definitivo y el tratamiento sean erróneos. No logra identificar el origen del problema.	

9 a 8 puntos = Excelente. 7 a 6 puntos = Bien. 4 a 5 puntos = Regular. Menos de 3 puntos = No aprobado.



Prácticas de manejo  
reproductivo  
en animales domésticos

# Manejo reproductivo en porcinos

## P RÁCTICA 11

*Patricia Roldán Santiago  
Juan Manuel González Huerta*



# Manejo reproductivo en porcinos

## PRÁCTICA 11

Autor: Patricia Roldán Santiago y Juan Manuel González Huerta



### 1 Introducción

El éxito de un sistema de producción porcina depende sobre todo de un manejo reproductivo adecuado. La eficiencia reproductiva puede mejorarse cuando se elige el momento idóneo para la inseminación de las cerdas, lo cual implica conocer el intervalo destete-celo, la duración del celo y el correcto diagnóstico del celo de las cerdas.

El verraco también juega un papel importante en la eficiencia reproductiva de la granja y, para ello, es esencial evaluar su aptitud reproductiva y la calidad de su semen, ya que un semen de calidad deficiente estará asociado a un bajo porcentaje de fertilidad. Mientras que, las cerdas inseminadas de modo adecuado con un semen de buena calidad aseguran un porcentaje de gestación elevado.





## 2 Objetivo

El alumnado analizará las diferentes técnicas de manejo reproductivo más utilizadas en la especie porcina, asimismo, identificará las características propias de la especie con el objetivo de establecer un adecuado manejo en una granja porcina.

## 3 Actividades

El alumnado conocerá los principales signos de celo en una cerda y las técnicas que se utilizan para su detección.

Conocerá el proceso de colección de semen y evaluará al menos en forma parcial, el interés y la habilidad del verraco para montar el maniquí.

Conocerá el procedimiento de inseminación convencional de la cerda y el método de diagnóstico de gestación de una cerda nulípara y múltipara con ayuda de un ecógrafo.

El alumnado tomará como referencia la **práctica 3** de este manual; aprenderá a evaluar las características macroscópicas y microscópicas del semen porcino; de igual modo, sabrá cómo calcular el número de dosis y la cantidad de diluyente que se requieran.

**VIDEO INSTRUCCIONAL:** se recomienda leer previamente toda la práctica, para mayor comprensión del video.





## 4 Habilidades y destrezas por adquirir

El alumnado tendrá la capacidad de poder desarrollar, de manera precisa e idónea, las diferentes técnicas de manejo reproductivo más utilizadas en la especie porcina.

## 5 Materiales

Durante la práctica, el alumnado deberá llevar bata, overol limpio y botas de plástico limpias.

Se sugiere que lleven alimentos y agua de bebida, ya que la práctica tiene una duración de ocho horas, si se considera el transporte.

## 6 Desarrollo de la práctica

La práctica se llevará a cabo en las instalaciones del Centro de Enseñanza, Investigación y Extensión en Producción Porcina (CEIEPP), en Jilotepec, Estado de México. Se proporcionará transporte interno de la FMVZ; deberán presentarse a las 7 am en el área de transportes de la Facultad con una copia de su seguro de vida y carta responsiva. Al llegar a la granja, el alumnado deberá desinfectar las botas de plástico y pasar por el vado sanitario. En todo momento seguirá las indicaciones del personal del centro para realizar las actividades asignadas.

### Detección de celo

La detección efectiva del estro (celo-calor) en las cerdas es importante para inseminar en el tiempo correcto y tener éxito en los parámetros reproductivos de la granja. La exactitud del diagnóstico del celo en la cerda es necesaria para determinar el momento idóneo de la



inseminación artificial (IA), sobre todo si en el sitio de producción, el inicio del celo es la única herramienta disponible para estimar el momento de la ovulación. Debemos tener presente que una inadecuada detección de los celos contribuirá a aumentar el número de días no productivos de la granja.

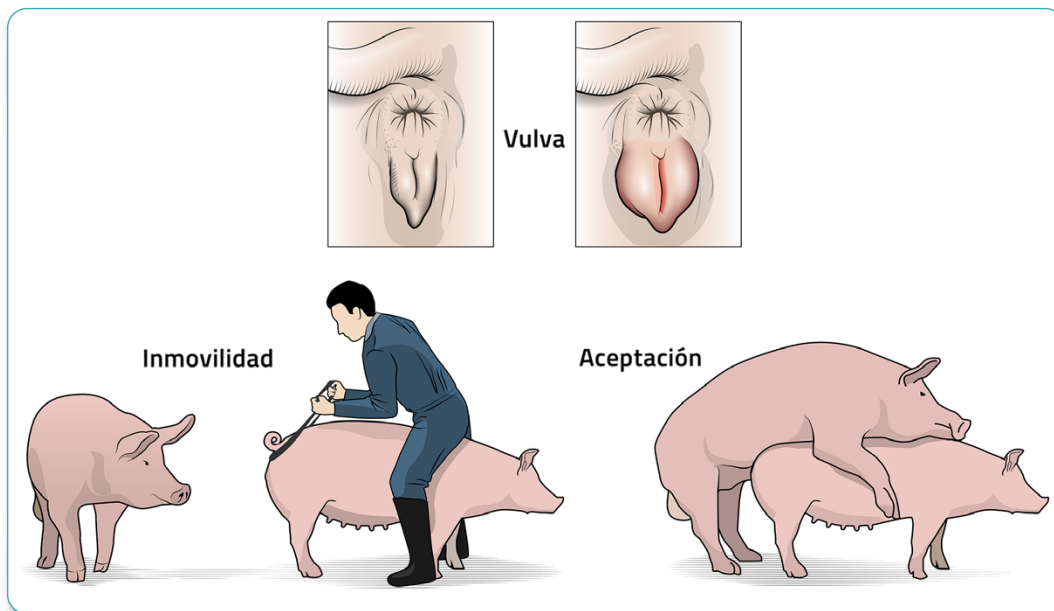
En la mayoría de los sistemas de producción porcina, como se comentó en clase, una práctica común para la detección de celos se basa en la estimulación con sementales adultos (verracos), y se realiza dos veces al día (mañana y tarde).

Si tenemos hembras nulíparas en la granja, una vez que alcanzan la pubertad (cinco a ocho meses, dependiendo de la raza), se recomienda exponer cada día al verraco dentro de un corral, con el fin de evitar la aparición de celos irregulares o disminución temporal de la actividad ovárica. De igual manera, pueden introducirse un grupo mínimo de cuatro cerdas en un corral junto con el verraco. El operario deberá presionar la grupa de cada cerda frente a la presencia del macho y observará el comportamiento de cada hembra, lo anterior, le ayudará a identificar qué cerda presenta una respuesta reactiva al macho y cuál de las hembras está lista para pasar al área de inseminación (**Imagen 1**).

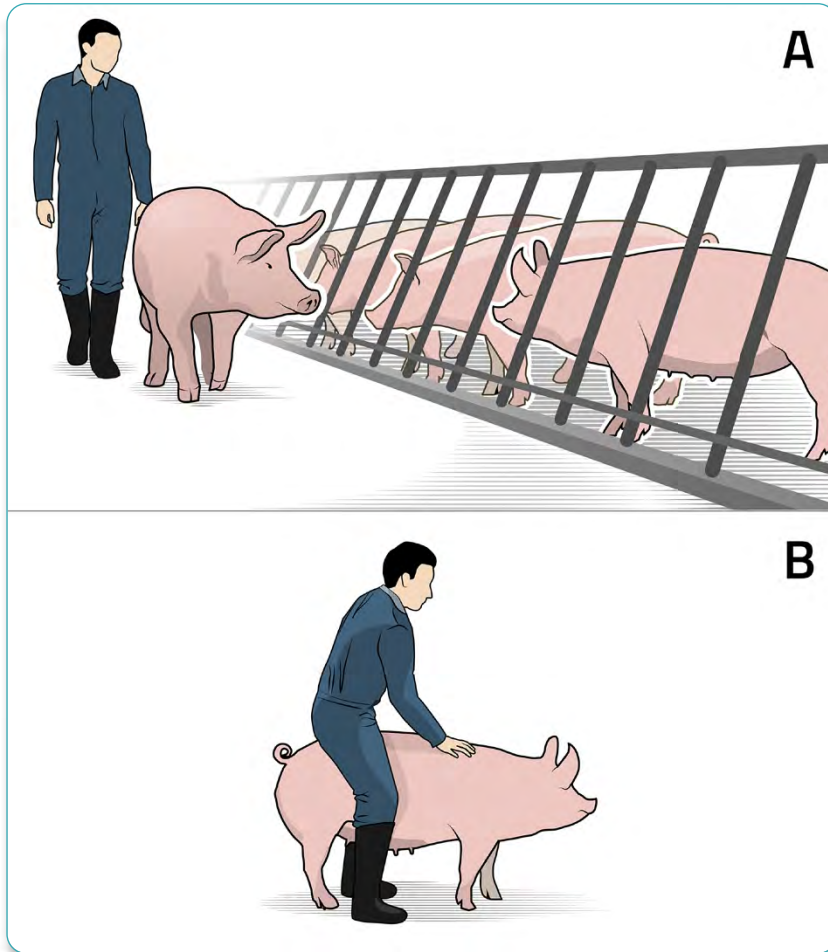
Si las cerdas están alojadas en jaulas (múltiparas), se pasará con lentitud a un verraco enfrente de las jaulas, de manera que la cerda pueda ver y oler al verraco. Al mismo tiempo, el operario irá presionando la grupa de la cerda “prueba de cabalgue” para provocar el reflejo de inmovilidad (**Imagen 2**) y evaluará el estado de la vulva (edematosa y/o hiperemia). No debemos olvidar que las señales tanto visuales, táctiles (contacto físico directo macho-hembra), como



auditivas (gruñidos del verraco) se encuentran relacionados con la estimulación. No obstante, se sabe que el estímulo olfativo por parte de las feromonas del verraco es el que juega un papel fundamental en la manifestación del signo de inmovilización por parte de la hembra. Por lo anterior, resulta importante considerar la libido del macho y hacer un cambio del macho por otro con mayor libido si las hembras no responden al estímulo de su presencia.



**Imagen 1.** La detección del celo en hembras nulíparas debe realizarse de manera ocasional hasta que las hembras han llegado a la pubertad, para ello el efecto macho que constituye un estímulo social actúa para iniciar la actividad reproductiva, el comportamiento receptivo de la hembra e inmovilidad de la cerda. (Imagen elaborada por Carlos Iván Sánchez).



**Imagen 2.** Diagnóstico de celo. **A:** estimulación de la hembra en donde se le permite el contacto con el verraco. **B:** "prueba de cabalgue" (Imagen elaborada por Carlos Iván Sánchez).

En cuanto al verraco, y debido a que la glándula salival submaxilar no se desarrolla completamente hasta que el animal alcanza los 9 o 10 meses de edad, no se recomienda el uso de machos de menor edad para estimular la pubertad en hembras nulíparas.



## Recolección de semen

La recolección del semen debe realizarse en un corral destinado específicamente para ello, provisto con un potro de metal para facilitar el proceso. Observaremos que los verracos entrenados montarán sin mayor problema el potro, mientras que los recién incorporados al sitio de producción tardarán más en montar al potro, o bien no se sentirán estimulados a montarlo.

La obtención del semen puede hacerse de modo manual o con vagina artificial (VA), mediante la técnica conocida como “mano enguantada”. En la mayoría de los centros porcinos se realiza con normalidad la técnica de mano enguantada; se recomienda que la persona destinada a realizar la técnica de colección utilice guantes de polivinilo. Debe evitarse utilizar guantes de látex, pues se ha comprobado que tienen efectos negativos en la función de los espermatozoides.

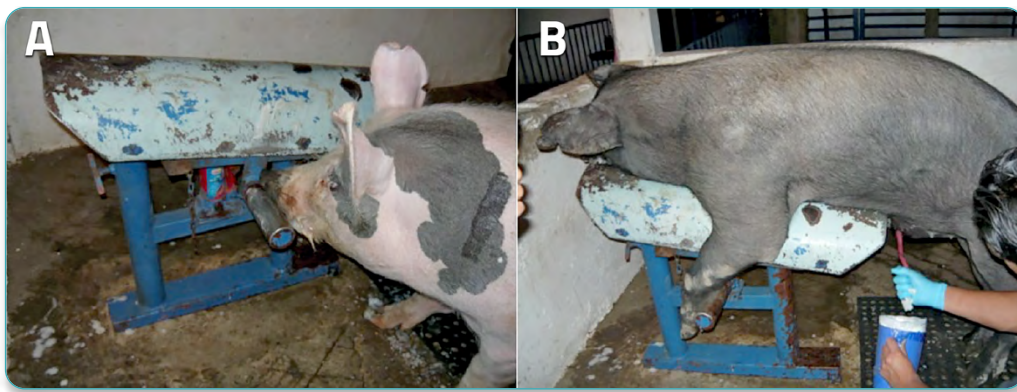
### Técnica de “mano enguantada”

El semen debe recolectarse en una bolsa de plástico montada en un termo; se recomienda que la abertura del recipiente se cubra o fije con una gasa para evitar el contacto de la secreción de las glándulas bulbouretrales con el resto del eyaculado y de esta manera asegurar que no se contamine el semen, cuyo enfriamiento rápido podría dañar los espermatozoides; se recomienda utilizar un recipiente precalentado (38 °C).

Después se permitirá que el verraco entre al corral de colección; le daremos tiempo para que se habitúe al ambiente y reconozca el área, así como al potro de colección. Ese lapso nos servirá para evaluar la aptitud reproductiva del verraco, cuando monte de manera adecuada al potro, observaremos que comenzará a realizar movimientos



en busca de acercamiento la vulva; poco a poco estos movimientos disminuirán y el verraco comenzará por exteriorizar el glande (espiral peneano). En ese momento se sujetará el glande ejerciendo presión con la mano de forma continua, enseguida se colocará el glande dentro del termo colector y se continúa ejerciendo presión moderada con la mano sobre el termo. La presión aplicada sobre el glande favorecerá la eyaculación por lo que se debe mantener la presión del glande durante toda la eyaculación la cual tendrá una duración de cinco a 15 minutos, dependiendo del verraco (**Imagen 3**).



**Imagen 3.** Colección de semen. **A:** reconocimiento del potro o maniquí por el verraco. **B:** recolección de semen por la técnica de "mano enguantada".

El eyaculado del cerdo es fraccionado; la primera fracción (~25 ml) –que sólo está compuesta por secreción prostática y algo de gel de las glándulas bulbouretrales (acuosa, translúcida a opaca en color)– debe desecharse porque no contiene espermatozoides y puede tener un recuento bacteriano elevado. Se recolectará, enseguida, la fracción rica en espermatozoides (40 a 100 ml), fácil de identificar por su color blanco a lechoso que contiene del 80 al 90%



de todos los espermatozoides en el eyaculado. Una vez que la fracción rica en espermatozoides se expulsa por completo, le sigue la fracción post-espermática; en ésta, el número de espermatozoides disminuye con rapidez, de ahí que se observará más clara y acuosa (transparente). Esta fracción no necesita recolectarse ya que contiene, en esencia, secreciones vesiculares, de próstata y, hacia el final de la eyaculación, de las glándulas bulbouretrales.

En muchos verracos es notorio el intervalo entre la primera y segunda fracción del eyaculado; situación que puede detener la colección, con la suposición de que el verraco ya ha eyaculado. Debemos, entonces, tener precaución; habrá que considerar el tiempo y el volumen aproximado de eyaculado porque lo anterior puede generar una recolección incompleta del eyaculado, con muy bajo volumen, incluso, libre de espermatozoides. No olvidemos que el volumen del eyaculado varía, con regularidad, dentro de un rango importante (150 a 300 ml). Por lo tanto, si el volumen recolectado es menor a 50 ml y la concentración espermática es muy baja, hay razón para concluir que la eyaculación (recolección) no ha sido completa y debe repetirse.

Si la recolecta del semen se realizó de manera correcta, enseguida procederemos a evaluar su calidad; aunque se haya estudiado, que el semen puede mantenerse en el termo de colección hasta una hora después de su obtención, lo más recomendable es evaluarlo de inmediato o, al menos, mantenerlo en condiciones óptimas de temperatura.

## Evaluación de semen

Una vez que hemos realizado la recolecta del semen, procederemos a realizar su evaluación en el laboratorio del sitio de producción. Y si la evaluación no puede realizarse de inmediato, el semen debe man-





tenerse en condiciones óptimas de temperatura (16 a 20° C) ya sea sin o con un diluyente apropiado. Primero se evaluarán las características macroscópicas del semen, las cuales fueron descritas en la **práctica 3**:

1. Color y aspecto.
2. Olor.
3. Volumen.
4. pH.

Enseguida se evaluarán las características macroscópicas del eyaculado, se procederá a evaluar las características microscópicas, descritas en la **práctica 3**:

1. Concentración espermática.
2. Motilidad espermática.
3. Morfología espermática.

### Dosis seminales

Una vez que conocemos la concentración del eyaculado, podemos realizar el cálculo de las dosis por elaborar, siguiendo el mismo procedimiento descrito en la práctica 3 de evaluación y la conservación de gametos.

### Diluyentes

Hoy en día, los diluyentes comerciales que se utilizan en la industria porcina se siguen modificando con el propósito de obtener semen con alta capacidad fecundante en procesos de inseminación artificial.



A nivel práctico, los diluyentes se clasifican en dos grandes grupos: los que tienen como objetivo la conservación del semen a corto plazo (uno a tres días) y aquellos que tienen como objetivo la conservación del semen, por más de cuatro días considerados, como diluyentes a largo plazo. Su composición se describe a continuación.

**Cuadro 1.** Composición de los diluyentes de cerdos más utilizados en sistemas de producción porcina.

Diluyentes de corto plazo	Composición
<b>Beltsville Thawing Solution (BTS)</b>	Glucosa, citrato sódico, EDTA, Bicarbonato y cloruro de potasio.
<b>(IVT)</b>	Glucosa, citrato sódico, bicarbonato sódico, cloruro de potasio y acetilcisteína.
<b>Kiev</b>	Glucosa, citrato sódico, EDTA y bicarbonato sódico.
Diluyentes de largo plazo	
<b>Androhep®</b>	Glucosa, citrato sódico, EDTA, bicarbonato sódico, HEPES y BSA.
<b>Modena</b>	Glucosa, citrato sódico, EDTA, bicarbonato sódico, BSA, TRIS, ácido cítrico y cisteína.
<b>Reading y ZORPVA</b>	Alcohol de polivinilo que les permite mejorar el porcentaje de acrosomas intactos.
<b>Zorlesco</b>	Adición de TRIS como regulador del pH, albúmina sérica bovina y cisteína.

## Inseminación artificial

La inseminación artificial, como sabemos, debe realizarse en el momento más cercano a la ovulación. Debemos tener en cuenta dos aspectos muy importantes; primero: la ovulación de la cerda se produce alrededor de las 30 a 40 horas después de la aparición de los signos de celo; segundo: la vida media de los espermatozoides es de 36 ho-



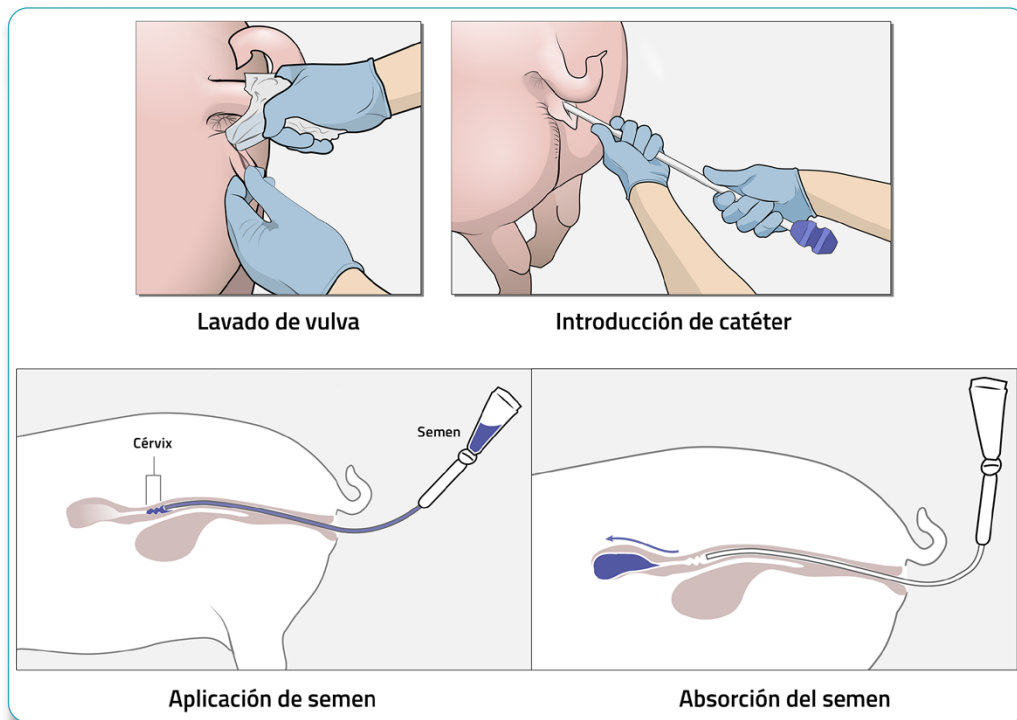
ras y alcanzan su máxima actividad después de seis horas de haber sido depositados en el interior del tracto reproductor de la cerda. Se recomienda realizar dos inseminaciones por celo para incrementar la tasa de fertilidad. La primera inseminación debe efectuarse cuando hayan transcurrido entre 12 y 24 horas, a partir de la evidencia del signo de inmovilidad en la cerda. Se recomienda aplicar la segunda dosis entre las 24 y 36 horas después del signo de inmovilidad o, de forma más práctica, tras 12 horas de la primera aplicación.

La inseminación que más se utiliza en los sistemas de producción porcina es la **convencional o estándar**. Esta técnica puede realizarse con facilidad; debe existir, eso sí, previa capacitación del operario o médico responsable de realizarla, ya que existen puntos críticos. Y en caso de no realizarse de manera adecuada, pueden contaminar el semen o bien disminuir la capacidad fertilizante del mismo. El procedimiento se describe a continuación (**Imagen 4**).

1. Debe limpiarse adecuadamente toda el área de la vulva de la cerda, de preferencia con agua destilada y con ayuda de una gasa.
2. El operario o médico debe colocarse guantes, tomará el catéter y le colocará gel lubricante.
3. Enseguida, abrirá los labios vulvares de la cerda e introducirá el catéter y lo desplazará con cuidado hacia delante y arriba (columna vertebral) en un ángulo de 45° para evitar introducirlo en el meato urinario, y continuará dando suaves movimientos de empuje y rotación.
4. Cuando se haya introducido parte del catéter y se advierta resistencia del mismo, sabremos que hemos llegado a la entrada del cérvix. A continuación debemos rotar el catéter en el sentido contrario a las manecillas del reloj hasta que el extremo del catéter quede trabado. Si se utiliza un catéter con punto de esponja no es necesario girarlo.



5. Luego sacaremos la dosis de la hielera o termo; romperemos el orificio de la salida del semen y la acoplaremos al extremo libre del catéter, permitiendo que por gravedad el semen fluya lentamente. Un aspecto relevante de mencionar es que en las cerdas multíparas el semen desciende, por gravedad, con facilidad; no obstante, en las cerdas primerizas a veces es necesario que realicemos una ligera estimulación de la vulva.
6. Una vez que la dosis ha sido absorbida, debemos dejar colocado el catéter en el cérvix de la cerda para evitar reflujos de semen. Es necesario esperar que la cerda libere el catéter poco a poco. La inseminación, en general, debe durar entre cinco y 10 minutos.



**Imagen 4.** El procedimiento adecuado de inseminación artificial es una técnica que reduce el riesgo de introducción de enfermedades en la piara (Imagen elaborada por Carlos Iván Sánchez).



Un elemento importante que se debe considerar es el transporte del semen, ya que desde que la dosis sale del laboratorio hasta que se realiza la inseminación artificial, es necesario que las dosis mantengan una temperatura ambiente de 15 a 19 °C para mantener la viabilidad. Mientras se realiza la inseminación artificial se recomienda estimular a la cerda con ayuda del verraco enfrente de ella, para simular la monta y/o con ayuda de alforjas o mochilas de inseminación para provocar el estímulo a la hembra, debido al peso que generan sobre la cerda.

## Diagnóstico de gestación

La detección temprana de cerdas no gestantes es de gran utilidad para disminuir los días no productivos (DNP) por cerda y por año. El control del no retorno a celo a los  $21 \pm 3$  días pos servicio o inseminación artificial, es por lo regular la primera detección que se realiza en los sitios de producción, aunque, no siempre es efectivo. Existen otros métodos para confirmar la gestación, y se basan en el uso del ultrasonido, como el efecto Doppler o el ultrasonido tipo A y B. Los dos primeros son métodos más accesibles económicamente, pero con baja efectividad en sus diagnósticos; además, sólo pueden realizarse a partir de los 30 a 35 días de gestación. En contraste, con el ultrasonido tipo B o **ultrasonografía en tiempo real (UTR)** con un alto índice de sensibilidad y especificidad nos permite obtener resultados a partir de los  $21 \pm 3$  días postservicio con una eficiencia cercana al 95%. Ahora se describirá el procedimiento de gestación con ecografía.

Primero debemos tener en cuenta que una imagen ecográfica se produce gracias a la emisión de ondas ultrasonoras que chocan contra los órganos. Dependerá de la densidad y velocidad de propagación del sonido a través de ellos, la generación de una imagen, más o



menos, ecogénica. Es necesario, para ello, la aplicación de una cantidad mínima de gel entre la sonda y la piel, ya que el ultrasonido no se transmite a través del aire.

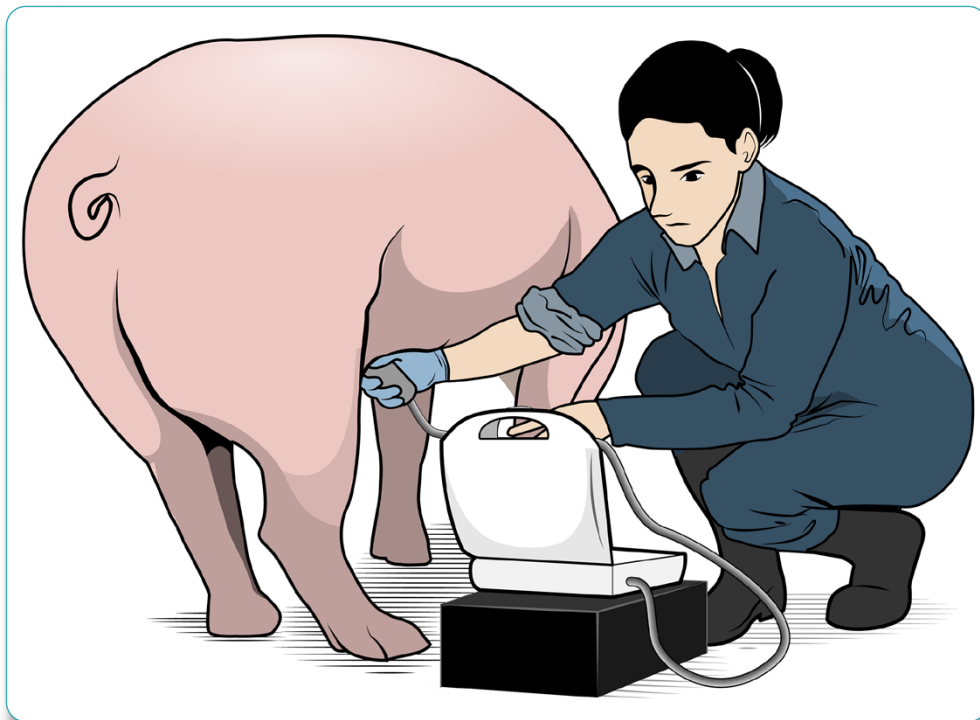
Con la ayuda de un ecógrafo podemos realizar un diagnóstico de gestación en la cerda. En un principio debemos lubricar el transductor y éste se colocara a nivel del pliegue inguinal con una ligera presión en dirección urogenital; se tendrá cuidado de no involucrar alguna parte de las glándulas mamarias (**Imagen 5**). Este procedimiento se recomienda hacerlo del lado derecho de la anatomía del animal. A medida que se incrementan los días en los que fue inseminada la cerda, y en el caso de estar gestante, podemos ir situando el transductor más hacia delante, ya que el útero se va llenando; su peso aumenta y se desplaza en dirección craneal.

En el caso de que realicemos un diagnóstico de gestación precoz ( $21 \pm 3$  días post-servicio) por UTR, podemos establecer un resultado positivo cuando son observables las vesículas embrionarias (estructuras anecoicas que contienen dentro una imagen ecoica, correspondiente a un embrión). En caso de que realicemos un diagnóstico a los  $42 \pm 3$  días de gestación, confirmaremos la preñez si son visibles imágenes correspondientes a estructuras fetales como son: cavidad cardiaca, latido cardíaco, cavidad estomacal, columna vertebral y costillas.

Es relevante considerar, finalmente, la edad de gestación de la cerda así como su número de parto (nulípara o múltipara). Si se trata de una cerda nulípara podemos iniciar el diagnóstico de gestación a los 21 días, situando el transductor a nivel del pliegue inguinal con una ligera presión y en dirección caudal para evitar sombras acústicas. Se sugiere buscar inicialmente la vejiga, para ubicar el útero y alcanzar



una mayor precisión en el diagnóstico. En el caso de cerdas multi-  
paras, el diagnóstico se inicia a la misma edad, pero se recomienda  
situar el transductor en un ángulo craneal, debido sobre todo a que  
estas cerdas tienen el útero más dilatado por los partos anteriores.



**Imagen 5.** En el diagnóstico de gestación con ultrasonografía en tiempo real, la porción del aparato genital que se explora, se proyecta sobre la región del hipo y mesogastrio. Dentro de la primera –en las subregiones inguinal y prepubiana– se localizan los cuernos con una gestación temprana; mientras que, en el mesogastrio, en la sub-región del flanco, se proyecta el útero con gestación avanzada (más de 7 semanas) y los ovarios (Imagen elaborada por Carlos Iván Sánchez).



## 7 Forma en que será evaluada la actividad

**RÚBRICA:** criterios de evaluación.

Integrantes: \_\_\_\_\_  
\_\_\_\_\_  
\_\_\_\_\_

Crterios	Excelente (2 puntos)	Bien (1.5 puntos)	Regular (1 punto)	Deficiente (0.5 puntos)
<b>Detección de celo</b>	Identifica los principales signos de celo; realiza de modo adecuado la prueba de cabalgue con al menos una cerda en la granja y precisa si la hembra está, o no, en celo.	Reconoce algunos signos de celo, realiza de manera correcta la prueba de cabalgue, pero no precisa si la hembra está en celo o no.	Identifica algunos signos de celo; no realiza de manera acertada la prueba de cabalgue y no precisa el celo de la hembra.	No precisa los signos de celo; no realiza adecuadamente la prueba de cabalgue y no precisa el celo de la hembra.
<b>Recolección de semen</b>	Evalúa con acierto el interés y habilidad del verraco para montar el maniquí y discute los factores asociados a la libido del macho.	Determina parcialmente el interés y habilidad del verraco para montar el maniquí y describe los factores asociados a la libido del macho.	Valora de manera parcial el interés y habilidad del verraco para montar el maniquí y menciona algunos factores asociados a la libido del macho.	Reconoce, sólo en parte, el interés y habilidad del verraco para montar el maniquí sin discutir, describir y/o mencionar los factores asociados a la libido del macho.
<b>Dosis seminales</b>	Calcula correctamente la dosis de semen de la muestra colectada; puntualiza las ventajas y desventajas del diluyente utilizado.	Calcula de manera parcial la dosis de semen de la muestra colectada; precisa las ventajas y desventajas del diluyente utilizado.	Calcula de manera errónea la dosis de semen de la muestra colectada; establece algunas ventajas y desventajas del diluyente que se ocupó.	Calcula incorrectamente el número de dosis de semen de la muestra colectada y no puntualiza las ventajas y desventajas del diluyente que se utilizó.

continúa...





Crterios	Excelente (2 puntos)	Bien (1.5 puntos)	Regular (1 punto)	Deficiente (0.5 puntos)
<b>Inseminación artificial</b>	Identifica las principales ventajas y desventajas de la inseminación convencional (SAI), post cervical (PCAI) e intrauterina profunda (DUI).	Describe las características de la inseminación convencional (SAI), pos cervical (PCAI) e intrauterina profunda (DUI).	Menciona el procedimiento de la inseminación convencional (SAI), pos cervical (PCAI) e intrauterina profunda (DUI).	Proporciona información general de la inseminación convencional (SAI), pos cervical (PCAI) e intrauterina profunda (DUI).
<b>Diagnóstico de gestación</b>	Identifica de manera adecuada las estructuras de la imagen ecográfica de una hembra gestante o no gestante.	Reconoce parcialmente las estructuras de la imagen ecográfica de una hembra gestante o no gestante.	Reconoce algunas estructuras de la imagen ecográfica sin diferenciar a una hembra gestante o no gestante.	Observa estructuras de la imagen ecográfica sin diferenciar a una hembra gestante o no gestante.
5 puntos = 10. 4.5 puntos = 9. 4 puntos = 8. 3.5 puntos = 7. 3 puntos = 6. 2.5 puntos o menos = 5.				

**LISTA DE COTEJO** para realizar la evaluación de la práctica.

Integrantes: \_\_\_\_\_  
 \_\_\_\_\_  
 \_\_\_\_\_

Actividad	Ejecución	Observaciones
<b>DETECCIÓN DE CELO</b> 1. Observar y reportar el comportamiento de un grupo de cerdas ante la presencia del verraco. 2. "Prueba de cabalgue". Describir sus principales signos y precisar si la hembra está o no en celo.		

continúa...



Actividad	Ejecución	Observaciones
<p><b>COLECCIÓN DE SEMEN</b> Durante el proceso de colección de semen, se evaluará –al menos en forma parcial– el interés y la habilidad del verraco para montar el maniquí. Los indicadores por evaluar serán los siguientes.</p> <ol style="list-style-type: none"> <li>1. El tiempo que tarda el verraco en montar el maniquí desde que se introduce al corral.</li> <li>2. Describir los movimientos o comportamiento de cortejo del maniquí.</li> <li>3. Tiempo que tarda el macho en exteriorizar el pene una vez que ha montado el maniquí.</li> <li>4. Duración del eyaculado y comportamiento del macho durante la colección del eyaculado.</li> </ol> <p>Con la información obtenida, finalmente, debe analizarse: ¿qué factores pueden influir en la libido del verraco?</p>		
<p><b>DOSIS SEMINALES</b></p> <ol style="list-style-type: none"> <li>1. Con el eyaculado que fue recolectado durante la práctica, se procederá a evaluar las características macroscópicas y microscópicas del semen porcino.</li> <li>2. Después, con todos los datos obtenidos, deberá de calcularse el número de dosis que pueden obtenerse con la muestra de semen recolectada y la cantidad de diluyente requerido.</li> <li>3. Se realizará, finalmente, una revisión bibliográfica sobre el diluyente utilizado y se destacarán sus ventajas y desventajas.</li> </ol>		
<p><b>INSEMINACIÓN ARTIFICIAL</b></p> <ol style="list-style-type: none"> <li>1. Realizar el procedimiento de inseminación convencional de la cerda en el centro de producción.</li> <li>2. Identificar las principales ventajas y desventajas de la inseminación convencional (SAI), post cervical (PCAI) e intrauterina profunda (DUI).</li> </ol>		
<p><b>DIAGNÓSTICO DE GESTACIÓN</b></p> <ol style="list-style-type: none"> <li>1. Realizar el diagnóstico de gestación de una cerda nulípara y multípara con ayuda de un ecógrafo.</li> <li>2. Describir las principales estructuras de una imagen ecográfica de una cerda gestante y no gestante.</li> </ol>		
<p><b>Calificación</b></p>		



## 8 Bibliografía

- García C. Semen collection and processing. Zaragoza (España): Servet; 2017.
- Hafez E, Hafez B. Reproducción e inseminación artificial en animales. 7a. ed. DF (México): McGraw-Hill Interamericana Editores; 2002.
- Johnson L, Weitze K, Fiser P, Maxwell W. Storage of boar semen. *Anim Reprod Sci.* 2000;62(1-3):143-172. doi: 10.1016/S0378-4320(00)00157-3
- Riesenbeck A. Review on International Trade with Boar Semen. *Reprod Dom Anim.* 2011;46(2);1-3. doi: 10.1111/j.1439-0531.2011.01869.x



## 9 Caso

### RESOLUCIÓN DE UN PROBLEMA COMÚN EN LA GRANJA

Autor: Patricia Roldán Santiago

#### APRENDIZAJE

Alumnas y alumnos integrarán los conocimientos adquiridos y los aplicarán en el manejo reproductivo de la hembra lactante y destetada con el objetivo de optimizar su eficiencia reproductiva.

#### ESCENARIO DEL CASO

En una granja de producción porcina de 500 vientres de raza Landrace x Yorkshire, se tiene una tasa de desecho del 10% a causa de hembras que no presentan celos. Se solicita la ayuda de un médico veterinario especialista en reproducción porcina.

El encargado de la granja le comenta al MVZ que el problema es común en hembras multíparas y para tratar de contrarrestar el problema de la tasa de desecho, han tenido que suministrar a la hembra PG600 con el objetivo de estimular el desarrollo de folículos ováricos, sin embargo, los problemas continúan y se tienen que desechar hembras jóvenes (<5 parto).

El médico decide, en consecuencia, realizar una evaluación de las hembras en lactación y en el área de servicio.

Cuando revisa los registros de la granja, detecta que la duración promedio de lactancia en la granja es de 21 días. Existe bajo tamaño de la camada (10 lechones en promedio) y los lechones se destetan a bajo peso (4 kg, en promedio), aun cuando las hembras son de una línea genética materna. Incluso así, no hay registro de la condición



corporal y grasa dorsal que tuvieron las hembras antes del parto y en el momento de destete, situación que le preocupa al médico. ¿Cuál será la principal causa de este problema reproductivo? Ayudemos a resolverlo.

### ACTIVIDADES

Responder las siguientes preguntas en un documento no mayor a dos cuartillas.

1. ¿Cuáles son las principales causas asociadas a la falta de celos en cerdas?
2. ¿La duración de la lactancia afecta el retorno a la actividad ovárica post-parto? Argumenta tu respuesta.
3. ¿Consideras que la condición corporal al destete es relevante para la presentación de celo en las cerdas multíparas? Si es así, ¿por qué?
4. ¿Qué factores reproductivos afectan el tamaño de camada en la cerda y la presentación de bajo peso en sus lechones?
5. Describe los principales problemas reproductivos en cerdas primerizas y multíparas que pueden afectar la presentación del celo y ovulación.
6. Comenta y discute con tus compañeros y compañeras la causa principal de este caso.

NOTA: incluir los apoyos bibliográficos empleados, en una cuartilla independiente a la del escrito.



**RÚBRICA** para calificar el caso del MVZ Marcos en la práctica privada.

Integrantes: \_\_\_\_\_

\_\_\_\_\_

<b>Criterio</b>	<b>Excelente (3 puntos)</b>	<b>Bueno (2 puntos)</b>	<b>Regular (1 punto)</b>	<b>Deficiente (0 puntos)</b>
<b>Interrogatorio</b>	Formula preguntas relacionadas con el estudio de caso y presenta todos los temas asociados al problema.	Enuncia preguntas relacionadas con el estudio de caso y proporciona dos de los temas asociadas al problema.	Plantea preguntas vinculadas con el estudio de caso; delimita uno de los temas asociadas al problema.	Realiza preguntas que no están relacionadas con el estudio de caso, o no asocia los temas relacionados al problema.
<b>Hipótesis diagnóstica</b>	Plantea todas las posibles causas de problema de caso.	Enuncia de 3 a 4 de las posibles causas de problema de caso.	Plantea 1 o 2 de las posibles causas de problema de caso.	No establece las posibles causas de problema de caso.
<b>Habilidad para integrar la información</b>	Demuestra dominio de los temas relacionados con la involución uterina y la activación ovárica pos-parto.	Demuestra comprensión de los temas relacionados con la involución uterina y la activación ovárica pos-parto.	Conoce, pero no sabe explicar los temas relacionados con la involución uterina y la activación ovárica pos-parto.	Presenta errores graves y desconoce los temas relacionados con involución uterina y la activación ovárica pos-parto.
<b>Habilidad para discutir la información</b>	Responde de forma clara y concisa del 90% al 100% las preguntas del estudio de caso.	Contesta de forma clara y concisa del 70% al 80% las preguntas del estudio de caso.	Da cuenta de forma clara y concisa del 50% al 60% las preguntas del estudio de caso.	Responde de forma clara y concisa menos del 50% las preguntas del estudio de caso.

continúa...



Criterio	Excelente (3 puntos)	Bueno (2 puntos)	Regular (1 punto)	Deficiente (0 puntos)
Análisis de la información contenida en el caso	Contesta con precisión todas de las preguntas planteadas sobre el caso.	Responde con precisión del 70% al 80% de las preguntas planteadas sobre el caso.	Contesta entre el 50% y el 60% de las preguntas planteadas sobre el caso.	Responde menos del 50% de las preguntas planteadas sobre el caso, es muy impreciso en sus respuestas.
Solución del caso y toma de decisiones	Presenta una lista de las posibles alternativas que resolverían el caso y las describe a detalle.	Identifica algunas alternativas importantes del caso y describe de manera superficial.	Reconoce una alternativa importante del caso y no logra describir la resolución del caso.	No logra identificar alternativas de solución del caso y no logra la resolución del caso.
Puntaje			Calificación	



## Apartado 1

### PRÁCTICA 10

Autor: Alberto Balcázar Sánchez

#### INSTRUMENTOS DE EVALUACIÓN COMPLEMENTARIOS, PARA VALORAR INDIVIDUALMENTE LAS ACTIVIDADES DE LA PRÁCTICA

Los siguientes instrumentos de evaluación están diseñados para obtener una calificación numérica de una actividad práctica por parte del alumnado o del personal que se esté capacitando en las técnicas antes mencionadas, cabe hacer mención que la calificación de una actividad práctica por lo general se realiza de manera subjetiva, con los siguientes instrumentos se da una pauta para tener un punto más objetivo y cuantitativo.

1. Instrucciones para poder realizar la prueba de ejecución práctica para la aplicación de esponjas intravaginales y dispositivos intravaginales liberadores de progesterona (CIDR).

Procedimiento	Evaluación de la técnica para la aplicación de esponjas intravaginales y CIDR
<p><b>Objetivo:</b> El alumnado realizará la correcta aplicación de esponjas intravaginales impregnadas con progestágenos y de dispositivos intravaginales liberadores de progesterona (CIDR).</p>	<p>Aplicar los conocimientos adquiridos sobre la técnica de aplicación de esponjas intravaginales y de CIDR.</p>
<p><b>Descripción del objetivo:</b> Se armará y lubricará el equipo para la aplicación de esponjas intravaginales y CIDR, colocación correcta de la esponja o del CIDR en el aplicador, introducción y aplicación correcta de la esponja o del CIDR en la vagina de la hembra. Posteriormente, correcto retiro de la esponja o del CIDR.</p>	<p>El personal que lo realizará debe de limpiar la vulva de la hembra, armar el vaginoscopio o colocar correctamente el CIDR en el aplicador, lubricar el aplicador, introducir y colocar la esponja o el CIDR en la vagina, verificar que estén correctamente colocados y posteriormente, retirar la esponja y el CIDR de manera adecuada; en todo esto, siempre aplicando las medidas de contención física de los animales, procedimientos de higiene y antisepsia adecuados, así como las medidas de bioseguridad.</p>





Categorías para evaluar las habilidades y destrezas en la técnica de aplicación de esponjas intravaginales y CIDR.

Categoría	Puntuación asignada
A. Aplicación de conocimientos	10
B. Utilización del equipo	10
C. Normas de antisepsia	10
D. Normas de bioseguridad	10
E. Colocación correcta de la esponja intravaginal o del dispositivo CIDR	10
<b>Total de puntos a obtener</b>	<b>50</b>

Pasos del proceso para la aplicación de esponjas intravaginales y de dispositivos intravaginales liberadores de progesterona (cidr)	Categoría	Puntos de la prueba
1. Sujeción física de la hembra y limpieza de la vulva	A, B, C, D	10,10,10,10
2. Armado y lubricación correcta del CIDR en el aplicador, o armado y lubricación del vaginoscopio	A, B, C, D	10,10,10,10
3. Aplicación correcta del CIDR en la vagina de la hembra, o introducción del vaginoscopio, colocación de la esponja en el aplicador y aplicación correcta de la esponja en la vagina de la hembra	A, B, C, D, E	10,10,10,10,10
4. Retiro del aplicador/vaginoscopio y verificación de la correcta colocación del CIDR en vagina	A, B, C, D	10,10,10,10
5. Retiro de la esponja o del CIDR	A, D	10,10
<b>Total de puntos a obtener:</b>	<b>190</b>	



**PRUEBA DE EJECUCIÓN PRÁCTICA PARA LA TÉCNICA DE APLICACIÓN  
DE ESPONJAS INTRAVAGINALES Y/O DE CIDR**

**FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA**

**DEPARTAMENTO DE REPRODUCCIÓN/ MVZ MPA JUAN ALBERTO BALCÁZAR S.**

Alumno: \_\_\_\_\_

Período: \_\_\_\_\_ Fecha: \_\_\_\_\_

Pasos del proceso	Categorías	Puntos de la prueba	Puntos obtenidos	Observaciones
1. Sujeción física de la hembra y limpieza de la vulva	A, B, C, D	10,10,10,10		
2. Armado y lubricación del vaginoscopio / armado correcto del CIDR en el aplicador y lubricación	A, B, C, D	10,10,10,10		
3. Introducción del vaginoscopio, colocación de la esponja en el aplicador y aplicación correcta de la esponja en la vagina de la hembra / aplicación correcta del CIDR en la vagina de la hembra	A, B, C, D, E	10,10,10,10,10		
4. Retiro del vaginoscopio/ aplicador y verificación de la correcta aplicación de la esponja en vagina/CIDR	A, B, C, D	10,10,10,10		
5. Retiro de la esponja o el CIDR	A, D	10, 10		
<b>Total de puntos de la prueba:</b>			<b>190</b>	

PARA OBTENER LA CALIFICACIÓN SE REALIZA LA FÓRMULA:

(Puntos totales obtenidos por el alumna(o) x 100) / entre el total de puntos de la prueba



2. Instrucciones para poder realizar la prueba de ejecución práctica para la detección de estros en ovejas y cabras.

Procedimiento	Evaluación de la técnica de detección de estros mediante el uso de un macho celador provisto con mandil y/o arnés marcador
<p><b>Objetivo:</b> Identificar a las ovejas y cabras que se encuentran en estro o calor, y que posteriormente pueden recibir el servicio.</p>	<p>Aplicar los conocimientos adquiridos sobre la técnica de detección de calores utilizando un macho celador provisto con mandil o con arnés marcador.</p>
<p><b>Descripción del objetivo:</b> El alumnado utilizará un macho celador y le colocará correctamente un mandil y/o un arnés marcador. Identificar el comportamiento sexual característico del macho y la hembra. Identificar a las hembras que se encuentran en estro al expresar el signo de inmovilidad ante la monta.</p>	<p>El personal que lo realice deberá colocar de manera correcta el mandil y/o el arnés marcador al macho, asegurándose de que la zona prepucial quede completamente cubierta, sin que se lastime o ejerza presión de más. Al introducir al macho con las hembras, debe examinar el comportamiento sexual de la hembra (búsqueda activa del macho, aumento de la micción, banderilleo, entre otras) y del macho (olfateo de los genitales, orinan pecho y barbas en el caso de machos cabríos, signo de Flehmen, manoteo, vocalizaciones, lengüeteo, intentos de monta). Cuando una hembra permanezca inmóvil a la monta, se asumirá que se encuentra en estro y el alumno deberá marcar y/o separarla del resto de las hembras para que el macho siga con la detección de calores.</p>



Categorías para evaluar las habilidades y destrezas en la detección de estros de ovejas y cabras, utilizando un macho celador provisto con mandil y/o arnés marcador.

Categoría	Puntuación asignada
A. Aplicación de conocimientos	10
B. Utilización del equipo (mandil, arnés)	10
C. Normas de bioseguridad	10
D. Identificación de comportamiento sexual	10
<b>Total de puntos a obtener:</b>	<b>40</b>

Pasos del proceso	Categoría	Puntuación
1. Sujeción física del macho	A, B, C	10,10,10
2. Colocación correcta del mandil y/o arnés marcador al macho celador	A, B, C	10,10,10
3. Examinación del comportamiento sexual de las hembras	A, B, D	10,10,10
4. Examinación del comportamiento sexual del carnero y del macho cabrío	A, B, D	10,10,10
5. Identificación de la hembra que está en estro a través del signo de inmovilidad ante la monta, y su separación del resto de los animales para que el macho siga con la detección de calores	A, B, C, D	10,10,10,10
<b>Total de puntos a obtener:</b>	<b>160</b>	



**PRUEBA DE EJECUCIÓN PRÁCTICA PARA LA DETECCIÓN DE ESTROS  
EN OVEJAS Y CABRAS, UTILIZANDO UN MACHO CELADOR  
PROVISTO CON MANDIL Y/O ARNÉS MARCADOR  
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA  
DEPARTAMENTO DE REPRODUCCIÓN / MVZ MPA JUAN ALBERTO BALCÁZAR S.**

Alumno: \_\_\_\_\_

Período: \_\_\_\_\_ Fecha: \_\_\_\_\_

Pasos del proceso	Categorías	Puntos de la prueba	Puntos obtenidos	Observaciones
Sujeción física del macho	A, B, C	10,10,10		
Colocación correcta del mandil y/o arnés marcador al macho celador	A, B, C	10,10,10		
Examinación del comportamiento sexual de las hembras (búsqueda activa del macho, aumento de micción, banderilleo, vocalizaciones)	A, B, C	10,10,10		
Examinación del comportamiento sexual del carnero y del macho cabrío (olfateo de los genitales, orinan pecho y barbas en el caso de machos cabríos, signo de Flehmen, manoteo, vocalizaciones, lengüeteo, intentos de monta)	A, B, C	10,10,10		
Identificación de la hembra en estro a través del signo de inmovilidad ante la monta, y su separación del resto de los animales para que el macho siga con la detección de calores	A, B, C, D	10,10,10, 10		
<b>Total de puntos de la prueba:</b>			<b>160</b>	

PARA OBTENER LA CALIFICACIÓN SE REALIZA LA FÓRMULA:

(Puntos totales obtenidos por el alumna(o) x 100) / entre el total de puntos de la prueba



3. Instrucciones para poder realizar la prueba de ejecución práctica para la inseminación artificial transcervical en pequeños rumiantes.

Procedimiento	Evaluación de la técnica de Inseminación artificial
<p><b>Objetivo:</b> Identificar y localizar el cérvix para realizar adecuadamente la inseminación artificial transcervical.</p>	<p>Aplicar los conocimientos adquiridos sobre la técnica de Inseminación Artificial transcervical.</p>
<p><b>Descripción del objetivo:</b> Revisión de los genitales: vulva, vagina y cérvix. Realización de la técnica de vaginoscopia para localizar el cérvix e introducir la pipeta de IA a través de los anillos cervicales y depositar el semen.</p>	<p>El personal que lo realizará debe de examinar la vulva, vagina y el cérvix de las hembras aplicando las medidas de contención física, procedimientos de higiene y antisepsia adecuados, así como de bioseguridad; además de escoger el equipo adecuado para su realización: guantes de látex, jabón neutro, agua, gasas, vaginoscopios para animales primarios y adultos, pipeta de IA, jeringa, lámparas etc.</p>

Determinación de las categorías para evaluar las habilidades y destrezas en la técnica de IA. Se le asignó una puntuación a cada una de ellas.

Categoría	Puntuación asignada
A. Aplicación de conocimientos	10
B. Utilización del equipo	10
C. Normas de antisepsia	10
D. Normas de bioseguridad	10
E. Localización del cérvix e IA	10
<b>Total de puntos a obtener</b>	<b>50</b>



Pasos del proceso	Categoría	Puntuación
1. Sujeción física de los animales	A, B, C	10,10,10
2. Inspección de los genitales externos (vulva)	A, B, C, D	10,10,10,10
3. Selección de equipo adecuado (vaginoscopios para hembras adultas y jóvenes), conecta adecuadamente la pipeta de IA a la jeringa, ilumina adecuadamente el vaginoscopio	A, B, C, D	10,10,10,10
4. Introducción adecuada del vaginoscopio e inspección de la vagina y localización del cérvix e IA	A, B, C, D, E	10,10,10,10,10
<b>Total de puntos a obtener:</b>	<b>160</b>	

## PRUEBA DE EJECUCIÓN PRÁCTICA DE INSEMINACIÓN

### TRANSCERVICAL EN PEQUEÑOS RUMIANTES

#### FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

DEPARTAMENTO DE REPRODUCCIÓN / MVZ MPA JUAN ALBERTO BALCÁZAR S.

Alumno: \_\_\_\_\_

Período: \_\_\_\_\_ Fecha: \_\_\_\_\_

Pasos del proceso	Categorías	Puntos de la prueba	Puntos obtenidos	Observaciones
1. Sujeción física de los animales	A, B, C	10,10,10,10		
2. Inspección de genitales externos (vulva)	A, B, C, D	10,10,10,10		
3. Selección de equipo adecuado (vaginoscopios para hembras adultas y jóvenes), conecta adecuadamente la pipeta de IA a la jeringa, ilumina adecuadamente el vaginoscopio	A, B, C, D	10,10,10,10		
4. Introducción adecuada del vaginoscopio e inspección de la vagina y localización del cérvix e IA.	A, B, C, D, E	10,10,10,10,10		
<b>Total de puntos de la prueba:</b>			<b>160</b>	

PARA OBTENER LA CALIFICACIÓN SE REALIZA LA FÓRMULA:

(Puntos totales obtenidos por el alumna(o) x 100) / entre el total de puntos de la prueba



4. Instrucciones para poder realizar la prueba de ejecución práctica de la colección de eyaculado mediante el uso de una vagina artificial en pequeños rumiantes.

Procedimiento	Evaluación de la técnica de colección del eyaculado mediante el uso de la vagina artificial
<p><b>Objetivo:</b> Evaluar la realización correcta del armado de la vagina artificial para realizar la colección del semen.</p>	<p>Aplicar los conocimientos adquiridos sobre la técnica de colección de semen mediante el uso de la vagina artificial.</p>
<p><b>Descripción del objetivo:</b> Identificación de las diferentes partes que consta una vagina artificial, además de su correcto armado, así como de las características de presión y temperatura que se requiere para poder coleccionar el eyaculado en pequeños rumiantes.</p>	<p>El personal debe realizar el armado adecuadamente una vagina artificial, así como de conocer las características de presión y temperatura para que se pueda coleccionar un eyaculado de macho cabrío o de carnero aplicando las medidas de contención física, procedimientos de higiene y antisepsia adecuados así como de seguridad; además de escoger el equipo adecuado para su realización: vagina artificial, funda de la vagina, cono colector, tubo de vidrio o de plástico, termo de agua, gasas, ligas, termómetro de columna de mercurio, jeringas de 20 ml, perilla para introducir aire, agua caliente.</p>

Determinación de las categorías para evaluar las habilidades y destrezas en la técnica de Recolección de semen mediante una vagina artificial (VA) Se le asignó una puntuación a cada una de ellas.

Categoría	Puntuación asignada
A. Aplicación de conocimientos	10
B. Utilización del equipo	10
C. Normas de antisepsia	10
D. Normas de bioseguridad	10
E. Evaluación final armado de la vagina artificial y colección del eyaculado	10
<b>Total de puntos a obtener</b>	<b>50</b>





<b>Pasos del proceso</b>	<b>Categoría</b>	<b>Puntuación</b>
1. Sujeción física de los animales hembras y machos)	A, B, C	10,10,10
2. Inspección de genitales externos, limpieza del prepucio, pene y si es necesario rasurado de la zona abdominal	A, B, C, D	10,10,10,10
3. Selección de equipo adecuado y de animales hembras adultas y/o jóvenes en celo o no que sirvan como maniquí para la colecta del eyaculado, identificación de las partes de las que consta una vagina artificial así como su armado (vagina artificial, funda de la vagina, cono colector, tubo de vidrio o de plástico, termo de agua, gasas, ligas, termómetro de columna de mercurio, jeringas de 20 ml, perilla para introducir aire), temperatura de 40 a 45 °C, colocarse a un lado de la hembra tomar el prepucio del semental y desviar el pene a la vagina artificial	A, B, C, D	10,10,10,10
4. Recolección del eyaculado, protección del mismo de la luz y de los cambios de temperatura	A, B, C, D, E	10,10,10,10,10
<b>Total de puntos a obtener:</b>	<b>160</b>	



**PRUEBA DE EJECUCIÓN PRÁCTICA DE COLECCIÓN  
DE EYACULADO MEDIANTE EL USO DE UNA VAGINA ARTIFICIAL  
EN PEQUEÑOS RUMIANTES**

**FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA**  
**DEPARTAMENTO DE REPRODUCCIÓN DE PEQUEÑOS RUMIANTES**  
**MVZ MPA JUAN ALBERTO BALCÁZAR S.**

Alumno: \_\_\_\_\_

Período: \_\_\_\_\_ Fecha: \_\_\_\_\_

Pasos del proceso	Categorías	Puntos de la prueba	Puntos obtenidos	Observaciones
1. Sujeción física de los animales	A, B, C	10,10,10		
2. Inspección de genitales externos, limpieza del prepucio, pene y si es necesario rasurado de la zona abdominal	A, B, C, D	10,10,10,10		
3. Selección de equipo adecuado y animales hembras adultas y/o jóvenes en celo o no, que sirvan como maniquí para la colecta del eyaculado, identificación de las partes de las que consta una vagina artificial así como su armado (vagina artificial, funda de la vagina, cono colector, tubo de vidrio o de plástico, termo de agua, gasas, ligas, termómetro de columna de mercurio, jeringas de 20 ml, perilla para introducir aire), temperatura de 40 a 45 °C, colocarse a un lado de la hembra tomar el prepucio del semental y desviar el pene a la vagina artificial	A, B, C, D	10,10,10,10		
4. Colección del eyaculado y protección de este de la luz y evitar cambios de temperatura	A, B, C, D	10,10,10,10		
<b>Total de puntos de la prueba:</b>			<b>160</b>	

PARA OBTENER LA CALIFICACIÓN SE REALIZA LA FÓRMULA:

(Puntos totales obtenidos por el alumna(o) x 100) / entre el total de puntos de la prueba



**LISTA DE CORROBORACIÓN PARA EVALUAR LA DESTREZA DE  
DIAGNÓSTICO DE GESTACIÓN (DG) USANDO UN ULTRASONIDO MODO B  
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA  
DEPARTAMENTO DE REPRODUCCIÓN DE PEQUEÑOS RUMIANTES.  
MVZ MPA JUAN ALBERTO BALCÁZAR S.**

<b>Numero de las habilidades y destrezas a desarrollar por el personal que realizará el DG</b>	<b>Si</b>	<b>No</b>
Selecciona adecuadamente el tipo de transductor, con base a el tiempo de gestación que tenga la hembra		
Coloca adecuadamente el transductor y le pone gel en la zona anatómica para realizar el DG transabdominal y sigue las normas de bioseguridad adecuadas		
Realiza el armado necesario del transductor lineal y lo introduce de forma correcta a través del recto para realizar el DG transrectal y sigue las normas de bioseguridad adecuadas		
Identifica en la pantalla del ultrasonido y señala la vesícula embriónica la cual es una estructura indicativa de gestación		
Identifica en la pantalla del ultrasonido y señala la presencia de placentomas, los cuales son una estructura indicativa de gestación		

<b>Número destrezas en las que el evaluado necesita mayor adiestramiento</b>	<b>Número de destreza y habilidad</b>	<b>Observaciones</b>



Créditos técnicos avalados por los autores:

Director editorial técnico de la presente obra hasta  
el 30 de septiembre de 2024: Dr. Enrique Jesus Delgado Suárez.

Lectura editorial, corrección de estilo y revisión ortotipográfica:  
Dr. Roberto García Bonilla.

Diseño y formación editorial: LDCV Rosalinda Meza Contreras.

Diseño de portada: LSCA Edgar Emmanuel Herrera López.

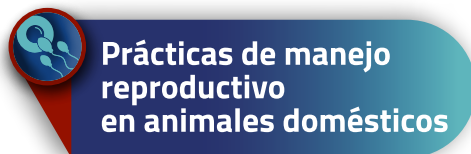
Homologación de videos: LDCV Carlos Iván Sánchez Sánchez

Logotipo Departamento de Reproducción: Dr. Juan Alberto Balcázar Sánchez.

Responsable editorial: MVZ Laura Edith Martínez Alvarez.

Retoque de fotografías: MVZ Enrique Basurto Argueta.

Webmaster: LCG. Marco Antonio Domínguez Guadarrama.



Fecha de aparición: 16 de octubre de 2024.

Se terminó el 9 de octubre de 2024.

Editada por la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia.

Departamento de Diseño Gráfico y Editorial

de la Secretaría de Vinculación y Proyectos Especiales:

edificio 2, planta baja, FMVZ-UNAM.

Avenida Universidad 3000, Ciudad Universitaria,

Coyoacán, 04510, México, Ciudad de México.

Formación y composición tipográfica

en tipo Titillium Web y Museo.

Medio electrónico: internet

Tamaño: 32.8 MB

Formato: PDF