



**UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA
DE MÉXICO**



FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

**ELABORACIÓN DIDÁCTICA DE UN MANUAL ELECTRÓNICO
SOBRE EL ABORDAJE CLÍNICO EN UN REBAÑO CAPRINO.**

TESIS

QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE
MÉDICA VETERINARIA ZOOTECNISTA

PRESENTA:

ITZEL GUADALUPE ESCOBEDO ÁLVAREZ

Asesor: MVZ. PhD. Andrés E. Ducoing Watty



Universidad Nacional
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

Biblioteca Central



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

DEDICATORIAS

Mamá, tú que a pesar de esa gran distancia eres parte importante de mi vida y de este gran proyecto, eres y serás una gran motivación siempre. Te extraño tanto, pero sabes el día que nos veamos estarás tan orgullosa de mi. Te amo mami.

A ti papá, te agradezco todo tu apoyo y las enseñanzas durante todos estos años para lograr esta gran meta y las que faltan, siempre hacia arriba! Te quiero muchísimo.

Adriana Gloria usted que ha sido una madre para mi, gracias por su apoyo y cariño, siempre estaré inmensamente agradecida por todo lo que ha hecho por mi hasta convertirme en la mujer que soy. La quiero hartito.

A mis hermanas Kali y Wendy, les agradezco tanto, de ustedes aprendo cada día y espero ser un gran ejemplo en sus vidas échenle ganas y saben que siempre vamos juntas. Las quiero mucho.

A ti, que eres un ángel en mi vida, un apoyo en todos los sentidos, no tengo palabras para agradecerte todo lo que haces por mí, y valoro mucho el que hayas elegido tu camino a mi lado Te amo Arturo.

Ramses, eres como un hermano para mi, y te agradezco todos esos años de aventura. Te quiero Gordi.

A todos ustedes que ya no están con nosotros pero que nos cuidan siempre, tíos Sandra, Maricela, Roberto y Raúl; un abrazo hasta el cielo.

Aketzali, Paola y Omar son pilares importantes en mi vida, sin ustedes esto no sería lo mismo saben que los quiero muchísimo amigos y siempre contarán conmigo. Los quiero muchísimo.

Miguelón haces falta amigo, pero te agradezco por haberte cruzado en mi camino, aún te debo un trago.

AGRADECIMIENTOS

A la UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO, por ser mi alma máter desde el bachillerato.

A la FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA por ser una segunda casa y ser la cuna de esta hermosa carrera.

A el Centro de Enseñanza Práctica e Investigación en Producción y Salud Animal (CEPIPSA), por su apoyo con los animales y las instalaciones para realizar el video.

A todo mi jurado Dra. Anne Sisto, María de Guadalupe Ramírez Díaz, Georgina Hernández, Eduardo Cabrera por permitirme presentarles este trabajo.

Agradezco a mis padres en vida por el apoyo y las oportunidades que me han brindado para poder llegar a esta meta.

A Kali porque me hiciste una persona más fuerte y tolerante.

A Wendy que a pesar de las diferencia me enseñaste a tener tolerancia con pensamientos tan diferentes.

A mi esposo por el cariño y el empeño que pones todos los días para que me pueda superar.

A ti ram que me apoyaste en esos momentos difíciles.

A la familia Escobedo: abuela, primos y tías, por brindarme su apoyo durante el tiempo que estuve a su lado.

A toda la familia Álvarez Campos: abuelos, tí@s, primos y sobrinos que por muchos años me brindaron su apoyo para terminar mi carrera.

Al Dr. Andrés Ducoing por permitirme trabajar con usted y brindarme esta oportunidad, usted fue una gran motivación para que me encantara esta especie y agradezco haberlo conocido.

A la Dra. Georgina, gracias mujer por la oportunidad tan grande que me brindaste es un gusto trabajar contigo, eres un gran ejemplo a seguir y una amiga irremplazable.

A la Dr. Aldo, gracias por todo su apoyo y cariño, es un gran amigo gracias por cada enseñanza que me ha dado , y todo este tiempo no sería lo mismo sin usted en el Depto. Gracias.

A la Dra. Alicia, por ese apoyo que siempre me brindo durante el tiempo que trabaje con usted, mil gracias por todas esas enseñanzas.

A José Marco Escamilla G. Cantón por haberme brindado todo tu apoyo y paciencia siempre para terminar este trabajo, muchas gracias Pepe.

Al Dr. Eduardo Cabrera, por ser un amigo y apoyarme durante todo este tiempo, es un gusto trabajar contigo.

A la Dra. Jazmín de la Luz, que el tiempo que conviví contigo me apoyaste incondicionalmente.

A Karen Tajonar por el apoyo que me brindaste para este trabajo, por ser una gran amiga y persona te quiero mucho mujer.

A la familia Flores Santana por el apoyo que me han brindado.

A mis amigos (Aketzali, Paola, Omar y Miguel) por ser parte de mi vida y ayudarme en esas materias tan difíciles.

A la Dra. Yazmín Arriaga por el apoyo y el material que me brindo para realizar las tomas para el video.

A los académicos, Servicios sociales y ayudantes que me ayudaron durante las grabaciones.

Por último agradezco a todas esas cabras que me permitieron hacer real este trabajo, y a todos esos animales que prestan sus vidas para formar excelentes MVZ.

CONTENIDO

1.- Objetivo

2.- Introducción..... 1

2.1 Historia y antecedentes de la cabra.

2.2 Producción caprina a nivel mundial.

2.3 Producción caprina a nivel nacional.

2.3.1 Sistemas de producción en México.

3.- Evaluación integral de producción caprina..... 10

3.1 Ambiente externo.

3.2 Genética

3.3 Reproducción

3.4 Alimentación

3.5 Manejo

3.6 Sanidad

3.7 Economía

4.- Examen Clínico General en caprinos..... 16

4.1 Inspección física a distancia del rebaño

4.1.1 Comportamiento de la especie caprina

4.1.2 Indicadores de bienestar animal (AWIN)

4.2 Principios del examen clínico

4.2.1 Historia clínica, Reseña y Anamnesis y material a utilizar

4.2.2 Aproximación y sujeción del animal

4.2.3 Técnicas utilizadas durante la examinación física

4.3 Examen Físico General en los caprino (EFG)

4.3.1 Constantes Fisiológicas: T°, FC, FR, TLLC Y MR.

4.3.2 Determinación de edad en caprinos

4.3.3 Evaluación de Mucosas y Linfonodos

4.3.3.1 Mucosas

4.3.3.2 Linfonodos

4.3.4 Piel

4.3.5 Cabeza y Cuello

4.3.6 Tórax

4.3.6.1 Aparato Respiratorio

4.3.6.2 Corazón

4.3.7 Abdomen

4.3.8 Aparato Genital

4.3.8.1 Hembra

4.3.8.2 Macho

4.3.9 Glándula Mamaria

4.3.10 Extremidades

5. Toma y envío de muestras.....72

5.1 Introducción

5.2 Toma de muestra sanguínea

5.2.1 Tipo de tubos al vacío para muestras

5.2.2 Envío de la muestra

5.3 Toma de muestra de heces

5.3.1 Envío de la muestra

- 5.4 Toma de muestra de orina
 - 5.4.1 Envío de la muestra
- 5.5 Toma de muestra de leche
 - 5.5.1 Envío de la muestra
- 5.6 Toma de muestra de líquido ruminal.
 - 5.6.1 Envío de la muestra

6. Aplicación de Fármacos..... 85

- 6.1 Introducción
- 6.2 Técnica para aplicación vía oral
- 6.3 Técnica para aplicación vía tópica
- 6.4 Técnica para aplicación vía intramuscular
- 6.5 Técnica para aplicación vía subcutánea
- 6.6 Técnica para aplicación vía intravenosa
- 6.7 Técnica para aplicación vía oftálmica
- 6.8 Manejo de Residuos

7. Conclusiones..... 101

8. Bibliografía..... 104

LISTA DE FIGURAS

- Figura 1. Porcentaje de animales ubicados en los continentes
- Figura 2. Países productores de leche caprina
- Figura 3. Países productores de carne caprina
- Figura 4. Países productores de piel caprina
- Figura 5. Países productores de queso caprino
- Figura 6. Cabras en un sistema extensivo en Hidalgo
- Figura 7. Cabras en un sistema intermedio en Xochimilco
- Figura 8. Cabras en un sistema intensivo en Querétaro
- Figura 9. Cabra de la raza Anglo Nubia.
- Figura 10. Pasillo de alimentación y Henil en una producción.
- Figura 11. Sementaleras y Manejo del caprino.
- Figura 12. Aplicación de tratamiento con antibiótico.
- Figura 13. Inspección a distancia de una corral.
- Figura 14. Cabra en posición bípeda (ramoneo).
- Figura 15. Grupo de cabras en confinamiento total.
- Figura 16. Ejemplo de un expediente clínico.
- Figura 17. Secuencia de la aproximación y sujeción en caprinos.
- Figura 18. Sujeción final del caprino.
- Figura 19. Sujeción de un macho cabrío
- Figura 20. Inspección del corral a distancia.
- Figura 21. Técnica de palpación.
- Figura 22. Percusión palmar y percusión digital.
- Figura 23. Técnica de succión.

Figura 24. Técnica de auscultación.

Figura 25. Termómetros de mercurio y digital.

Figura 26. Toma de la temperatura.

Figura 27. Estetoscopio y reloj.

Figura28. Zona de auscultación cardiaca.

Figura 29. Técnica para medir frecuencia cardiaca.

Figura30. Zona de auscultación pulmonar.

Figura 31. Técnica para medir frecuencia respiratoria.

Figura 32. Toma del tiempo de llenado capilar.

Figura 33. Zona de auscultación ruminal.

Figura 34. Zona de medición de movimientos ruminales.

Figura 35. Aparición de la dentadura permanente.

Figura 36. Aparición del enrase en los dientes.

Figura 37. Estimación de la edad en el caprino mediante la evaluación dentaria.

Figura38. Forma de exploración de la mucosa oral.

Figura 39. Exploración de la mucosa conjuntival.

Figura 40. Exploración de la mucosa nasal.

Figura 41. Exploración de la mucosa vaginal.

Figura 42. Exploración de la mucosa anal.

Figura 43. Palpación del linfonodo submandibular .

Figura 44. Palpación del linfonodo preescapular (palpable)

Figura 45. Palpación del linfonodo precural (palpable)

Figura 46. . Localización de los linfonodos en el caprino resaltando los palpables .

Figura 47. Algunas lesiones en la piel.

Figura 48. Regiones en el caprino

Figura 49. Jeringas, agujas, adaptador.

Figura 50. Material para muestra sanguínea.

Figura 51.. Técnica para muestreo de sanguíneo.

Figura 52. Tubos al vacío.

Figura 53. Toma de muestra de heces

Figura 54. Toma de muestra de orina por cateterización

Figura 55. Toma de muestra de leche.

Figura 56. Toma de muestra de líquido ruminal.

Figura 57. Muestras identificadas.

Figura 58. Material para aplicación de fármacos.

Figura 59. Zona de aplicación de fármacos.

Figura 60. Aplicación vía oral.

Figura 61. Aplicación vía tópica.

Figura 62. Aplicación vía intramuscular tabla del cuello.

Figura 63. Aplicación vía intramuscular en pierna.

Figura 64. Aplicación vía subcutánea.

Figura 65. Aplicación vía intravenosa.

Figura 66. Aplicación vía oftálmica.

Figura 67. Programa de manejo de residuos peligrosos.

Figura 68. Bolsa amarilla y bolsa roja.

Figura 69. Bolsa negra.

Figura 70 Contenedor de punzocortantes.

Figura 71. Contenedores para residuos peligrosos.

CUADROS

Cuadro 1. Países con mayor número de cabezas caprinas.

Cuadro 2. Productos caprinos generados en México .

Cuadro 3. Productos caprinos en México.

Cuadro 4. Indicadores del comportamiento AWIN.

Cuadro 5. Materiales e instrumentos que debe emplear el MVZ para una visita en una producción.

Cuadro 6. Intervalos estándar de los valores fisiológicos en caprinos.

Cuadro 7. Alteraciones en las mucosas.

Cuadro 8. Tipos de residuos y envasado para manejo de desechos.

1.- OBJETIVO

Dentro de la carrera de Medicina Veterinaria y Zootecnia hay múltiples asignaturas relacionadas con todas las especies domésticas, dentro de sus tres ciclos del plan de estudios (básico, intermedio y el profesional). En el ciclo profesional existe la asignatura práctica de Medicina y Zootecnia Caprina I en la cual están contempladas las prácticas de examen físico general, toma y envío de muestras y vías de administración de fármacos, del cual no existe algún manual que les pueda servir de apoyo a todos los alumnos que cursan por la asignatura.

Algunos de los objetivos de la asignatura práctica son: Implementar el examen físico general en el caprino, identificar y seleccionar las diferentes vías que se emplean en cabras para la administración de algún fármaco y aplicar los conocimientos y técnicas para una correcta obtención, manejo y envío de muestras sanguíneas, orina, heces y leche al laboratorio clínico, se pueden emplear herramientas didácticas para que el alumno pueda comprender y ejecutar de una mejor manera las actividades que se le piden.

Dentro del proceso de enseñanza aprendizaje, la elaboración de manuales audiovisuales, es de suma importancia ya que ellos representan un apoyo fundamental para facilitar a los alumnos la mejor comprensión de los temas no solo prácticos si no reforzar los conocimientos teóricos.

La elaboración de este tipo de materiales y el uso de las nuevas tecnologías hacen que sea más atractivo el aprendizaje en los alumnos, además que es un gran apoyo a los profesores que imparten el curso, ya que los alumnos pueden observar cuantas veces quieran el material y poderlos guiar así durante su formación profesional.

2- INTRODUCCION

2.1 Historia y antecedentes de la cabra.

Las primeras evidencias de la existencia de la cabra datan del Neolítico, sin embargo su relación con el ser humano se remonta hasta 8000 años A.C. en pinturas rupestres encontradas en los montes Zagros, situados en el suroeste de Asia, pero aún está oscuro el inicio de su domesticación. A pesar de la antigüedad de su relación con el hombre, la cabra no ha evolucionado tanto como lo han hecho los otros rumiantes domésticos, por lo que conserva ciertas características anatómicas, fisiológicas y de comportamiento, como vestigios de su origen salvaje (1,2)

La cabra ha sido deificada por diversas culturas a lo largo de la historia, entre ellas la griega, en cuya mitología se habla de una cabra llamada Amaltea que amamantó a Zeus (Júpiter), el padre de los dioses. Asimismo, existían otros personajes mitológicos denominados sátiros, que eran individuos con el cuerpo de la cabra y la cabeza y tronco de humano. Por otro lado, es importante mencionar que en la Biblia, esta especie animal es citada con frecuencia junto con el ovino (1).

Sin embargo, a pesar de la importancia que tuvo la cabra en la antigüedad, su popularidad empezó a disminuir en el hemisferio occidental a partir de la edad media, ya que debido a interpretaciones inadecuadas de la Biblia este animal empezó a ser relacionado con el pecado y el mal, atribuyéndole como consecuencia poderes malignos (1,2).

Las cabras desde una perspectiva etológica son consideradas como animales curiosos, ágiles e inteligentes que olfatean, mordisquean y examinan todo lo que les llama la atención; son animales sociables, de fácil manejo y con alta eficiencia productiva y reproductiva; sus grupos se organizan socialmente por jerarquías, que pueden ser alteradas cuando hay modificaciones en el número de animales en el corral, la falta de alimento o del espacio en el cual están alojadas(4,5).

Debido al lugar de origen de esta especie, ubicado en zonas montañosas donde existen condiciones orográficas difíciles, los caprinos tienden a trepar las estructuras disponibles y por ello se han podido adaptar a zonas áridas y semiáridas con baja disponibilidad vegetativa. Aunado a lo anterior, evolutivamente los caprinos han desarrollado estrategias alimenticias que les permiten tener cierta resistencia hacia las defensas vegetales. Dentro de su comportamiento alimenticio encontramos que esta especie puede asumir la posición bípeda, lo que le permite tener acceso a recursos forrajeros que otros rumiantes no pueden utilizar; además, los caprinos presentan el labio superior móvil de forma triangular que les da gran capacidad de prensado del alimento, permitiéndoles el acceso a follaje tierno, floraciones, semillas y frutos. (3,5)

2.2 Producción caprina a nivel mundial.

A nivel mundial el número de caprinos hasta el año 2017 fue un total de 1,034,406,504 de cabras (FAO 2017) y el mayor porcentaje de estos animales se encuentra ubicado en el continente asiático.

En la Figura 1 se muestra la distribución porcentual de la población caprina a nivel mundial.



Figura 1. Porcentaje de animales ubicados en los continentes (FAO 2017)

Hablando del número de cabezas caprinas por país la mayoría de éstas se encuentra censada en aquellos países con condiciones ambientales áridas y semiáridas, poco favorables para una plena producción de la especie, esto debido a su alta rusticidad y capacidad de adaptación. (6)

En el Cuadro 1 se enlistan los países que tienen el mayor número de caprinos en sus territorios:

PAÍS	NÚMERO DE ANIMALES
CHINA	139,769,400
INDIA	133,347,926
NIGERIA	78,037,077

Cuadro 1. Países con mayor número de cabezas caprinas (FAO 2017)

Los caprinos, al igual que algunas otras especies, tienen diversos fines zootécnicos como lo son la producción de leche, carne y piel; cabe mencionar que dentro de la mayor parte de la producción de leche se destina a la elaboración de quesos ya que ellos representan productos con una demanda considerable a nivel mundial. En la Figuras 2, 3, 4 y 5 se muestran, respectivamente, los países líderes en producción de leche, carne, piel y queso de origen caprino en el año 2017. (7).

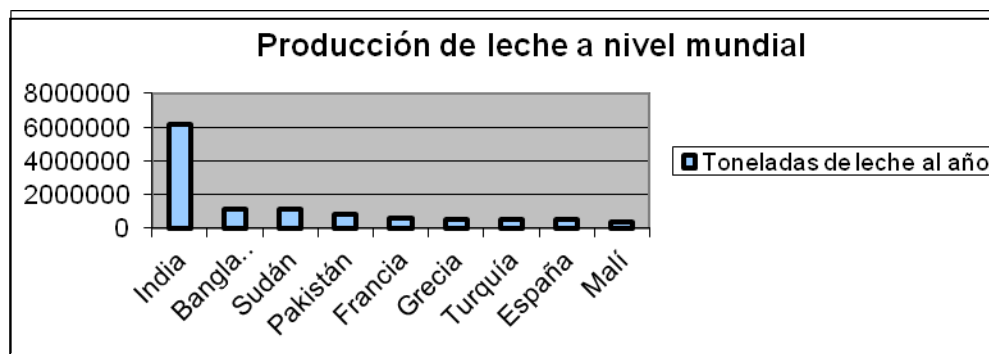


Figura 2. Principales países productores de leche caprina (FAO 2017)

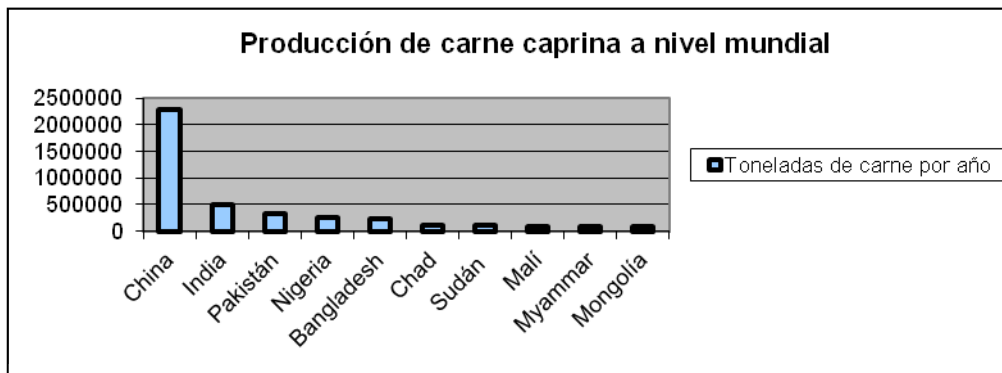


Figura 3. Principales países productores de carne caprina (FAO 2017)

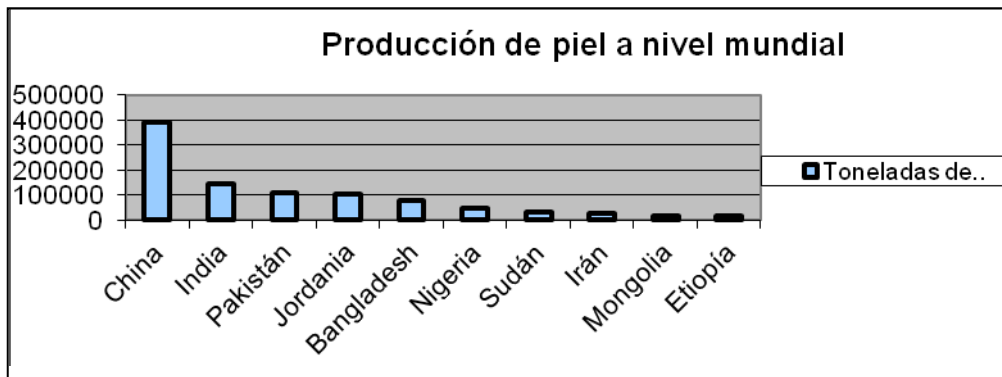


Figura 4. Principales países productores de piel caprina (FAO 2017)

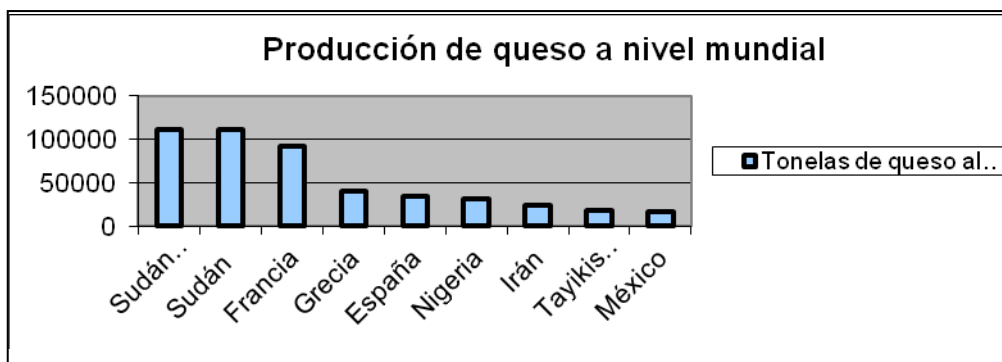


Figura 5. Principales países productores de queso caprino (FAO 2017)

2.3 Producción caprina a nivel nacional.

México se ubica en el vigésimo cuarto lugar hasta el 2018 dentro de los países con mayor población caprina, con aproximadamente 8,725,172 cabezas (5,6). En el Cuadro 2 se presentan las cantidades de toneladas anuales que se produjeron en México de los principales productos obtenidos de los caprinos hasta el año 2017 (7,8).

PRODUCTO	TONELADAS
LECHE	163,650
CARNE	39,851
QUESO	15,698
PIEL	6,788

Cuadro 2. Productos caprinos generados en México en el año 2018. (FAO 2017, SIAP 2018)

La caprinocultura en México es una actividad que sostiene aproximadamente a unas 400 mil familias en todo el país, lo que implica que más de 1 millón de mexicanos la tienen como una actividad primaria o complementaria, ubicada principalmente en zonas con bajo índice de desarrollo humano o escasos recursos (8). Los estados que cuentan con el mayor número de cabezas caprinas en México son: Puebla, Oaxaca y Guerrero (8).

En el Cuadro 3 se enlistan algunos de los alimentos o productos que se obtienen de los caprinos y las regiones de mayor consumo.

INSUMO	ESTADOS CON MAYOR PRODUCCIÓN	PLATILLO/ PRODUCTO	ESTADOS MÁS CONSUMIDORES
CARNE (ANTES DEL DESTETE)	Coahuila, Durango, Chihuahua y Nuevo León.	Cabrito	Nuevo León, Región Lagunera y San Luis Potosí
CARNE DE ANIMAL ADULTO	Coahuila, Oaxaca, Zacatecas, Puebla y Guerrero.	Birria	Jalisco
		Mole de Caderas	Puebla y Oaxaca
LECHE	Coahuila, Durango y Guanajuato.	Queso	Veracruz, Guanajuato, Región lagunera, y quesos gourmet en la CDMX.
		Dulces	Guanajuato
		Fórmulas Lácteas	Centro del país
PIEL	Jalisco, Guanajuato.	Calzado	Guanajuato

Cuadro 3. Productos caprinos en México (SIAP 2018)

2.3.1 Sistemas de producción en México.

La caprinocultura mexicana ha dependido de varios factores como son las condiciones ecológicas, la calidad genética del ganado, al fin zootécnico , las

necesidades nutricionales de los animales, etc. De este modo, en nuestro país se pueden identificar los siguientes sistemas de producción (6):

Sistemas extensivos: Se caracterizan por que se llevan a cabo en terrenos que por lo general son escasos de buena y nutritiva vegetación, se practica en la mayor parte del territorio nacional, principalmente en las regiones áridas y semiáridas. Se observa por lo general en ellos poca inversión de capital en animales y la genética utilizada es muy heterogénea. Dentro de este sistema se puede observar que hay escasez de instalaciones o de haberlas, son utilizados los recursos de la zona. Son sistemas que comúnmente se encuentran muy relacionados a estratos poblacionales rurales con altos niveles de marginación y de escasos recursos. Las prácticas de manejo tendientes a mejorar la eficiencia productiva se realizan en muy baja escala (6, 9).

El sistema de pastoreo comúnmente usado es el continuo, lo que conlleva a problemas de sobrepastoreo, compactación y degradación del suelo. En la Figura 6 se observa un hato caprino en un sistema extensivo.



Figura 6. Cabras en un sistema extensivo en Hidalgo. (Cortesía Diana Martínez)

Sistemas intermedios o mixtos. Se caracterizan por presentarse con una gran variación en cuanto a sus propiedades, dependiendo del nivel de intensificación en el uso de las superficies de tierra disponibles y en las particularidades de su manejo. Este sistema se observa con mayor frecuencia en las regiones del bajío y comarca lagunera. En él los animales reciben su alimentación con base en una combinación de pastoreo y complementación alimenticia en pesebre. El objetivo de producción es la leche que generalmente se transforma a algún derivado, con el objeto de incrementar su valor agregado, que junto con el uso de grupos genéticos caprinos especializados en producción de leche, mejoran la eficiencia productiva del sistema (6). En la Figura 7 se muestra a un grupo de cabras en un sistema intermedio de producción.



Figura 7. Cabras en un sistema intermedio en Xochimilco. (Cortesía Diana Martínez)

Sistemas intensivos: Se caracterizan porque en ellos las cabras se encuentran en confinamiento total y su objetivo principal es la producción de leche. Generalmente manejan tamaños de rebaño de entre 100 y 500 animales.

Al igual que los sistemas intermedios, los sistemas intensivos se concentran en la zona centro y norte de México (4). Debido al manejo los rendimientos son los más altos y sólo se justifican debido a su alta eficiencia, tienen la versatilidad de modificar la producción de leche de acuerdo al grado nutricional de las raciones empleadas (9). Se caracterizan por la mayor capacidad de inversión económica de los productores, alternada por la producción de forrajes irrigados, su alta tecnología, el uso de razas especializadas y por la tendencia a realizar la transformación de productos y comercialización directa de productos, lo que da valor agregado, mejorando su rentabilidad (10). En la Figura 8 se puede observar una producción en un sistema intensivo.



Figura 8. Cabras en un sistema intensivo en Querétaro. (Cortesía Paola Rivas)

3.- EVALUACIÓN INTEGRAL DE PRODUCCIÓN CAPRINA

La evaluación integral de una producción pecuaria es de suma importancia ya que a través de ésta, se puede conocer el estatus sanitario, zootécnico y conocer las

prácticas que llevan a cabo en la cotidianidad del sistema de producción, permitiendo la toma de decisiones más adecuada para cada una de la problemáticas que lleguen a presentarse.(10)

El ambiente externo: la región, tipo de terreno, porcentaje de humedad, temperatura, altitud, precipitación pluvial y la localización de la producción).

Mejoramiento genético: es la parte que trabaja básicamente con la elección de las razas empleadas para la producción y su fin zootécnico. El objetivo común de un programa de mejora animal radica en optimizar al máximo los genotipos de interés productivo. Existen tres herramientas que pueden ser utilizadas para un manejo genético adecuado en la unidad de producción, las cuales se eligen de acuerdo con los objetivos y sistema de producción; algunas son más utilizadas que otras, dependiendo de la especie:

Selección: Ésta ocurre cuando se eligen ciertos animales con valor genético superior dentro de la población para permanecer y reproducirse, mientras que los demás son eliminados de la misma.

Consanguinidad: Es el resultado del apareamiento entre animales relacionados genéticamente; esta herramienta se emplea para fijar caracteres físicos con el objetivo de disminuir la variabilidad en la población y poder mantener “la pureza de la raza”.

Cruzamiento abierto: Es el apareamiento entre animales distantes genéticamente y conduce, entre otros resultados al llamado vigor híbrido o heterosis, que se

define como la superioridad genética del hijo con respecto a sus padres o a alguno de ellos. (10). En la figura 9 se observa una cabra de la raza anglo nubia.



Figura 9. Cabra de la raza Anglo Nubia (CEPIPSA)

Manejo reproductivo: es una herramienta muy importante ya que a partir de él se generan nuevos animales para poder incorporarlos a la producción. Además, del uso adecuado de las estrategias de manejo reproductivo, depende la generación de hembras reproductoras que reemplazan a la generación anterior. Con el fin de aumentar la producción animal se han desarrollado técnicas para poder incrementar la eficiencia reproductiva por medio de prácticas como lo son el control del ciclo estral, la inseminación artificial, la inducción de actividad ovárica en hembras en anestro, la transferencia de embriones y el manejo del fotoperiodo entre otras. Cabe señalar que la primeras herramientas zootécnicas que van a favorecer la eficiencia reproductiva son la correcta identificación del ganado y el manejo de registros (10).

Alimentación: Práctica de manejo trascendental en la producción animal, ya que es una necesidad primaria natural de los animales. Una nutrición adecuada es además una eficiente barrera para ciertas enfermedades y es la base de la eficiencia reproductiva; además es importante mencionar que la alimentación representa entre 60 y 85% de los costos de producción pecuaria en los sistemas de producción con mayor grado de intensificación. Dentro de la alimentación es importante considerar los siguientes aspectos: la evaluación de los alimentos, para conocer su riqueza en nutrientes, los requerimientos nutricionales de los animales en las diferentes etapas de la vida y del proceso productivo y el consumo de cada animal dentro de la granja (10.11). En la figura 10 se muestra un pasillo de alimentación y un henil.



Figura 10. A) Pasillo de alimentación y B) Henil en una producción. (CEPIPSA)

Manejo: se refiere no solo a la manipulación como se puede considerar de primera intención, si no también se refiere a la serie de prácticas necesarias para mantener a los animales en las mejores condiciones posibles de bienestar (limpieza de corrales, instalaciones acordes a la edad de los animales, lotificación por edad o etapa productiva, etc.) También es importante conocer la forma más

adecuada de contener y sujetar a la cabra dependiendo la edad para su revisión clínica, alguna toma de muestras, la aplicación de algún fármaco o bien realizar alguna práctica zotécnica (despezuñe, descorne o desbotone, aretado, etc.) (11). En la figura 11 se muestra parte de la zona de las sementaleras y el manejo de un caprino.



Figura 11. A)Sementaleras y B) Manejo del caprino. (CEIPSA)

Sanidad : (medicina preventiva aplicada): La producción animal , sus métodos y técnicas tienen que considerar los aspectos médicos preventivos e higiénicos para lograr mantener los niveles óptimos de rendimiento y la inocuidad de los productos. Para que la medicina preventiva establezca las mejores estrategias de prevención, control y erradicación de enfermedades, requiere del estudio de la epidemiología, y aproximarse a los factores que las determinan, condicionan y desencadenan(10).

Por lo anterior mencionado es necesario organizar calendarios sanitarios que consisten en prevenir el manejo sanitario del ganado entre estos manejos están: la profilaxis que son toda aplicación de productos biológicos como vacunas o

desparasitaciones y eventuales tratamientos, que deben ser realizados por el médico veterinario, y que se agregan al resto de las tareas de rutina de los establecimientos. (10,11)

La aplicación de dichas medidas, evita o disminuye el riesgo en la presencia de las enfermedades, reduciendo mortandades e interferencias en el proceso productivo.

En la Figura 12 se muestra la aplicación de tratamiento con antibiótico a hembras post cirugía.



Figura12. Aplicación de tratamiento con antibiótico. (CEPIPSA)

Economía (costos e ingresos en la producción): Aunque no es considerada pilar de la producción, si lo es de la productividad.

Los resultados económicos deben interesar, ya que la producción animal es un negocio, como cualquier otro por lo cual una buena administración y el conocimiento del mercado, son herramientas fundamentales para que la empresa ganadera rinda buenos resultados económicos (11).

El análisis de mercado proporciona las informaciones relacionadas con su capacidad máxima de absorción del producto, las fluctuaciones de precios, las mejores oportunidades de venta y asimismo, define el tipo de actividad a desarrollar (10,11).

4.- EXAMEN CLÍNICO GENERAL EN CAPRINOS

El examen clínico en caprinos y en muchas de las otras especies se debe realizar de dos formas: de una manera colectiva o a distancia y en forma individual (12).

4.1 Inspección física a distancia del rebaño

El examen clínico es un proceso sistemático y ordenado que incluye al animal, sus antecedentes y ambiente , puede ser: individual o colectivo.

Con lo que respecta a la inspección física a distancia, se debe observar el alojamiento donde habitan los animales, sus características y buscar la presencia de indicios que indiquen que algún animal presenta alguna anomalía (diarrea en el suelo, parásitos, lesiones corporales, secreciones o exudados), posteriormente se observa a los animales con relación a su interacción con su alojamiento y con los compañeros de encierro, sus conductas naturales (exploración, encuentros agonísticos ,juego, rumia, acicalamiento, estereotipias, etc.) reacción al ruido y a la presencia de personas cerca o dentro del corral (12). En la Figura 13 se muestra la inspección a distancia de un corral.



Figura 13. Inspección a distancia de un corral. (CEIPSA)

4.1.1 Comportamiento de la especie caprina

Es de suma importancia conocer el comportamiento de la especie caprina, para identificar conductas no naturales que infieran bajo nivel de bienestar y por lo consiguiente baja en los índices productivos del hato (12).

El comportamiento de los caprinos es diferente al de otros rumiantes domésticos (bovinos y ovinos), debido al origen de domesticación de la especie. El caprino, bajo condiciones naturales, tiene la capacidad de ramonear y ser muy selectivo en su alimentación, teniendo un horizonte de pastoreo de hasta 2 metros de altura en comparación con el ovino y bovino quienes alcanzan 0.60-0.80 m respectivamente, lo que le permite el consumo de forraje de mejor calidad y aunado a su labio triangular y móvil; la especie caprina en condiciones naturales consume alimento de excelente calidad pero en situaciones de estabulación total puede significar un incremento en el desperdicio de alimento la alta selectividad que posee, para lo cual, son necesarias diversas estrategias que ayuden a disminuir su capacidad de selección de alimento (13).

En la Figura 14 se muestra a un caprino en posición bípeda, a lo que se le denomina ramoneo.



Figura 14. Cabra en posición bípeda (ramoneo; Cortesía Dr. Alberti).

El caprino, bajo condiciones naturales puede llegar a recorrer distancias en busca del alimento de hasta 9 km con una actividad que va de 8-12 h al día; esta situación cambia al estar en confinamiento total ya que todo este comportamiento se enfoca hacia las instalaciones, compañeros de encierro o hacia conductas redirigidas debido a que el espacio vital se reduce para eficientar la producción.

Por lo anterior se buscan las formas para evaluar el comportamiento de los caprinos en confinamiento y que esta evaluación pueda servir como una guía de apoyo para determinar si hay alguna alteración física o de comportamiento dentro de los hatos e identificar a los animales involucrados con mayor facilidad. (13).

En la Figura 15 se muestra a un grupo de caprinos en confinamiento total.



Figura 15. Grupo de cabras en confinamiento total.

4.1.2 Indicadores de bienestar animal (AWIN)

El concepto de bien estar animal no significa lo mismo para todas las personas pero en todos los casos la situación central y de importancia es el estado de salud física y mental de los animales. La definición más aceptada y usada es la que dio Broom (1986) modificada por Galindo ,y dice que es el estado de un individuo con relación a sus intentos por afrontar cambios en el ambiente. El bienestar animal es cuantificable a través de una serie de indicadores biológicos. Cuando el nivel de bienestar es pobre o negativo, se reduce a largo plazo la longevidad, la capacidad de crecimiento y la reproducción. Así mismo, a corto plazo se observa presencia de anormalidades del comportamiento y respuestas fisiológicas al estrés como liberación aumentada de glucocorticoides lo que puede provocar inmunodepresión predisponiendo a enfermedades diversas (13).

Dentro de los rebaños es importante evaluar los indicadores del bienestar animal ya que a través de éstos se pueden conocer y tomar las decisiones pertinentes para la mejora de la productividad de los animales. Esta parte no es siempre considerada dentro de la evaluación del rebaño por lo que es importante incorporar la información sobre AWIN (animal welfare indicators), que es un proyecto de la comisión europea para poder evaluar el bienestar en los animales de granja, y a partir de estos protocolos poder emitir una evaluación más completa y que sea un apoyo para el examen físico a distancia en las cabras conforme a sus formatos que más adelante se presentan. En ellos se toman en cuenta algunos puntos principales de un alojamiento ideal, de la alimentación, salud y comportamiento de los animales dentro de los corrales. El evaluador observará a distancia a los animales y llevando consigo la rúbrica mostrada en el Cuadro 4, hará sus anotaciones correspondientes dependiendo a lo observado en los corrales (14).

PRINCIPIO DE BIENESTAR	CRITERIO DE BIENESTAR	INDICADOR DE BIENESTAR
BUENA ALIMENTACIÓN	Apropiada nutrición	-Condición corporal -Condición del pelaje
	Buena hidratación/ que las cabras no consuman agua	-Hacer fila para beber agua
BUEN ALOJAMIENTO	Comodidad en el descanso	-Cama del corral
	Comodidad térmica	-Estrés térmico
	Facilidad de movimiento	-Arrodillado en el comedero
	Ausencia de lesiones	-Severas láminitis
BUENA SALUD	Ausencia de enfermedad	-Abscesos -Condición corporal -Pelaje -Descargas nasales y oculares -Animales apartados del rebaño -Pezuña larga -Ubres asimétricas
		Ausencia de dolor ante procedimientos cotidianos
COMPORTAMIENTO APROPIADO	Expresión de la conducta social	-Fila para beber y comer
	Expresión de otras conductas	-Animales aislados
	Buena relación humano - animal	-Latencia para la primera prueba de contacto
	Estado emocional positivo	-Evaluación de comportamiento (etograma).

Cuadro 4. Indicadores de comportamiento, Animal Welfare Indicators (AWIN)

4.2 Principios del examen clínico

4.2.1 Historia clínica, Reseña y Anamnesis y material a utilizar

El examen clínico es un proceso que consiste no solo en la revisión del paciente si no de la realización de una serie de pasos a revisar que son la historia clínica, reseña y anamnesis que proporciona el productor, con el fin de que sean un apoyo o una guía que orienta durante el examen a distancia y el individual y así poder emitir un diagnóstico presuntivo (15,16,17).

El médico veterinario zootecnista debe utilizar ropa apropiada para realizar un examen físico en un sistema de producción y que consiste en un overol y botas de hule o industriales limpias y desinfectadas, además de otros materiales indispensables que se enlistan en el Cuadro 5. (17)

MATERIAL	
Estetoscopio	Termómetro
Reloj	Flexómetro
Guantes de látex o palpación	Libreta pequeña
Tijeras y pinzas.	Libreta pequeña, material para tomar muestras: tubos al vacío, recipientes estériles, bolsas plástico,

Cuadro 5. Materiales e instrumentos que debe emplear el MVZ para una visita a una producción.

HISTORIA CLÍNICA

Es un documento con información sobre hechos del pasado y presentes que ha tenido el animal a lo largo de toda su vida productiva. Estos acontecimientos están

relacionados con acciones de medicina preventiva que se han aplicado, tomas de muestras y las pruebas de laboratorio que se le han realizado, así como tratamientos que se le han administrado y enfermedades padecidas o cirugías realizadas, entre otros. Teniendo la historia clínica de cada caprino de la unidad de producción se pueden conformar expedientes e identificarlos por el número de arete, género, la raza o la edad y así cada vez que se necesite obtener información sobre la salud de dicho animal se podrá encontrar dentro de la historia clínica, para de este modo poder orientar el diagnóstico presuntivo (15,17). En la Figura 16 se muestra un ejemplo de una expediente con la historia clínica y registros de un caprino.

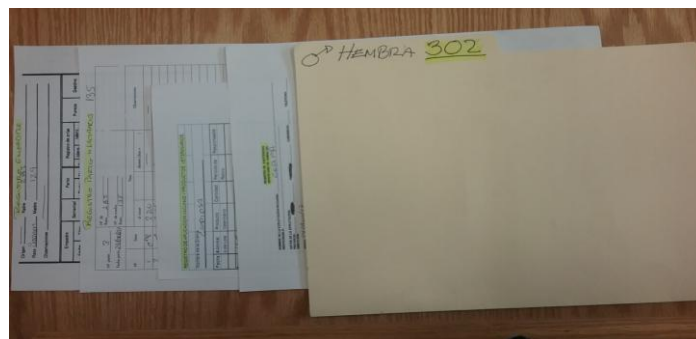


Figura 16. Ejemplo de un expediente clínico.

RESEÑA

Es la recopilación de los datos de identificación del propietario que son básicamente el nombre, la dirección, fecha y teléfono, los datos del paciente donde se incluye la especie, raza, género, peso, nombre o número del animal en el arete o en el tipo de identificación utilizado y el fin zotécnico (17).

ANAMNESIS

Es el conjunto de preguntas que se le hacen al propietario o al encargado de los animales, sobre los eventos ocurridos alrededor del problema que genera la consulta. Cuando se realiza este interrogatorio debe ser de una forma amable, evitando términos técnicos, seleccionando la información que se desea conseguir, comprobando las respuestas por repetición (17).

4.2.2 Aproximación y sujeción del animal

La aproximación en los caprinos debe ser de una manera tranquila pero certera, se debe evitar hacer demasiado ruido o gritar fuera y dentro del alojamiento, de igual forma se debe evitar perseguir al animal ya que ello pudiera provocar que se lastime o bien que quien va sujetarlo cayera y se lastimara. Esta actividad deberá realizarse con mucha precaución, extendiendo los brazos y acercándose lentamente hacia los animales, tratando de dirigirlos hacia una esquina del alojamiento con el objeto de acortar su distancia de escape; al extender los brazos para evitar que el animal escape se pueden hacer movimientos con las manos que sean una distracción y así poder sujetarlo (18) .

La sujeción en el caprino se realiza capturando al animal a través del cuello y levantando rápidamente la cabeza para sujetarle por la barbilla o quijada con una mano y colocando la otra por detrás de la cabeza, para evitar que pueda bajarla y escapar. Otro método consiste en sujetarlo por alguno de los miembros traseros a la altura del corvejón, procurando que sea del mismo lado de la mano que se utiliza; el movimiento debe hacerse con rapidez y evitando lastimar al animal;

enseguida jalarlo y sujetarlo por la barbilla o quijada, para que una vez en esta posición se libere el miembro posterior del animal.

A los caprinos se les puede sujetar de la base de los cuernos (jamás de la punta) o bien en animales muy grandes, que es el caso de los sementales, se les puede sujetar de la barba (18). En la Figura 17 y 18 se observa la secuencia de la aproximación y sujeción en caprinos.



Figura 17. Secuencia de la aproximación y sujeción en caprinos. A) Se elige y aísla la cabra, B) Se extienden los brazos para acortar distancia de escape, C) Se sujeta del corvejón jalando hacia atrás y D) Se levanta la cabeza de la mandíbula y se suelta el miembro



Figura 18. Sujeción final del caprino.

En la Figura 19 se pueden observar la técnica para poder sujetar a un animal de mayor tamaño y peso como un semental.



Figura 19. Sujeción del macho cabrío. A) Sujeción de la barba, B) Sujeción de los cuernos y C) Sujeción de la barba y cuernos al mismo tiempo.

4.2.3 Técnicas utilizadas durante la examinación física

Los procedimientos que utiliza el médico veterinario zootecnista para explorar a los animales se basan en utilizar los órganos de los sentidos, ya sea en forma directa o con el auxilio de algún instrumento, como puede ser el termómetro y el estetoscopio, y representan métodos indirectos (15,16).

Las técnicas básicas para la exploración física son:

- Inspección - vista
- Palpación - tacto
- Percusión - tacto y oído
- Sucusión - tacto
- Auscultación - oído
- Olfación – olfato

Inspección: Esta técnica permite observar toda la parte exterior del animal y notar cambios de tamaño, forma, color de la piel o de cualquier estructura anatómica en cabeza, cuerpo o patas, y localización de alguna lesión o alteración en el caprino. Además, proporciona información sobre el estado de salud del animal en estática o en movimiento, así como de las condiciones del manejo y las instalaciones (17,19).

La inspección se realiza en todo momento desde el ingreso a los corrales hasta retirarse de ellos. En las Figuras 20 se puede observar la inspección a distancia al corral y de los animales.



Figura 20. Inspección del corral a distancia

Palpación: En esta técnica es el sentido del tacto que se utiliza para la exploración de los tejidos donde es posible utilizar la palma de las manos o los dedos y apreciar consistencia (duro, blando, pastoso, elástica, etc.), sensibilidad, temperatura, forma, tamaño, movilidad y superficie de la piel o de cualquier abultamiento en ella. La palpación puede realizarse con una o dos manos, dependiendo la zona de interés. En la Figura 21 se muestra la palpación durante el examen físico (16,17,19).



Figura 21. Técnica de palpación.

Percusión: Procedimiento de exploración que consiste en golpear alguna región del cuerpo del animal para producir un sonido. Esta técnica puede realizarse de dos maneras:

- Directa o digital: Utilizando los dedos índice y medio en forma de gancho o la palma de la mano y golpeando directamente sobre el cuerpo del animal. En la Figura 22 se muestra la percusión palmar y digital.



Figura 22. A) Percusión palmar y B) Percusión digital.

- Indirecta o con martillo: Se golpea directamente con el martillo sobre el cuerpo del animal.

Los sonidos básicos que se pueden percibir cuando al emplear esta técnica son:

- Mate. Se produce en órganos densos como músculos, huesos, hígado, entre otros.
- Claro o resonante. Se origina al percutir órganos con tejido y aire, y que tienen comunicación con el exterior, como lo es el pulmón.
- Timpánico. Lo producen órganos huecos llenos de aire a presión, como el rumen (17.19,20).

Sucusión: Es una derivación de la percusión, que consiste en movilizar o desplazar con el puño (sin golpear), alguna región del paciente donde se

sospecha que existen líquidos, con la finalidad de escuchar los sonidos de dichos movimientos, o bien para diagnóstico de gestación de campo, también conocido como peloteo o balotaje. En la Figura 23 se puede observar la técnica de succusión.(19)



Figura 23. Técnica de succusión.

Auscultación: Consiste en la aplicación del sentido del oído, para percibir los sonidos normales o patológicos, que se producen en el interior de los órganos durante su funcionamiento. La auscultación directa consiste en escuchar acercando el oído al órgano o superficie a estudiar. La auscultación indirecta se hace utilizando el estetoscopio, siendo la más utilizada, por implicar menores riesgos para el MVZ, ya que lo aleja de peligros, su empleo es más sanitario y permite auscultar zonas de difícil acceso para el oído, además de que amplifica el sonido.

Sonidos fisiológicos que se pueden escuchar:

- a. Sonidos respiratorios (entrada y salida del aire) \Rightarrow auscultación pulmonar
- b. Sonidos cardiacos (actividad del corazón) \Rightarrow auscultación cardiovascular
- c. Sonidos intestinales (tránsito del tubo digestivo) \Rightarrow auscultación abdominal

d. Sonidos ruminales (actividad ruminal) \implies auscultación abdominal

En la figura 24 se muestra la técnica de auscultación.(16,19,19)



Figura 24. Técnica de auscultación.

Olfación: Se utiliza el olfato para explorar secreciones o cavidades; ejemplo, aberturas naturales como vagina, ollares , boca, oídos o lesiones expuestas y heces. De una forma indirecta es a través de una sonda gástrica. (17,19)

4.3 Examen Físico General en los caprino (EFG)

4.3.1 Constantes Fisiológicas

Para realizar la medición de las constantes fisiológicas en el caprino, la sujeción deberá realizarse como anteriormente se ha descrito (numeral 4.2.2). La colección de las mediciones de los valores fisiológicos deberá realizarse en cada uno de pacientes ya que si hay alguna variación con respecto al rango estándar de alguna de ellas podría ello indicar alteraciones dentro del organismo (15,17).

Temperatura (T°)

El instrumento que se emplea para obtener la temperatura es termómetro clínico (preferentemente de mercurio). En la Figura # se muestra un termómetro digital y

uno de mercurio. En la Figura 25 se muestran los dos tipos de termómetros que se pueden emplear al tomar la temperatura.



Figura 25. Termómetros de mercurio y digital.

La toma de la temperatura interna del paciente es muy importante, ya que puede indicar si existe alguna alteración en el organismo o inicia un proceso que altera el estado de salud del animal. Para obtener esta medición se utiliza la termometría rectal, con la cual se puede determinar la temperatura fisiológica normal, hipertermia, hipotermia o fiebre.

La técnica para medir la temperatura rectal comienza asegurándose que la columna de mercurio del termómetro se encuentre en la parte baja, lo más cercano al bulbo, antes del inicio de la escala del mismo; si no es así, es necesario sacudir el termómetro por medio de movimientos de la muñeca hasta bajarlo al nivel mencionado. Para introducir el termómetro por el recto primero se debe abatir el reflejo anal ladeando la cola del animal o dirigiéndola hacia arriba, lubricar el termómetro con vaselina o agua , y una vez realizada dicha acción, introducirlo poco a poco con movimientos rotatorios a través del esfínter anal, teniendo cuidado de no producir heridas y de colocar el bulbo en contacto con la mucosa del intestino y no dentro de las masas fecales; el termómetro debe

permanecer en el sitio por lo menos 2 minutos, con el propósito de registrar una temperatura lo más exacta posible (15,17,20). En la Figura 26 se puede observar la técnica para la toma de la temperatura corporal.



Figura 26. Toma de temperatura.

Frecuencia cardiaca (FC)

Los instrumentos que se utilizan para obtener esta medición son el estetoscopio y el reloj. En la Figura 27 se muestra el estetoscopio y un reloj.



Figura 27. Estetoscopio y reloj.

Le medición de la frecuencia cardiaca resulta de la actividad del corazón, también se le conoce como el número de ciclos cardiacos por minuto. Su valoración se realiza por palpación directa y auscultación indirecta por medio del estetoscopio, asociándola con un intervalo de tiempo.

La zona de auscultación cardiaca se delimita trazando un circulo a la altura del codo del lado izquierdo que abarca del tercero al sexto espacio intercostal, ya que

el primero y segundo se encuentran cubiertos por la escápula, en el sexto espacio intercostal se localiza el golpe de punta del corazón, la inserción inferior del músculo diafragmático y el fondo del saco ciego del retículo. En la Figura 28 se muestra el triángulo de la zona de auscultación cardiaca (16,17,20,22).

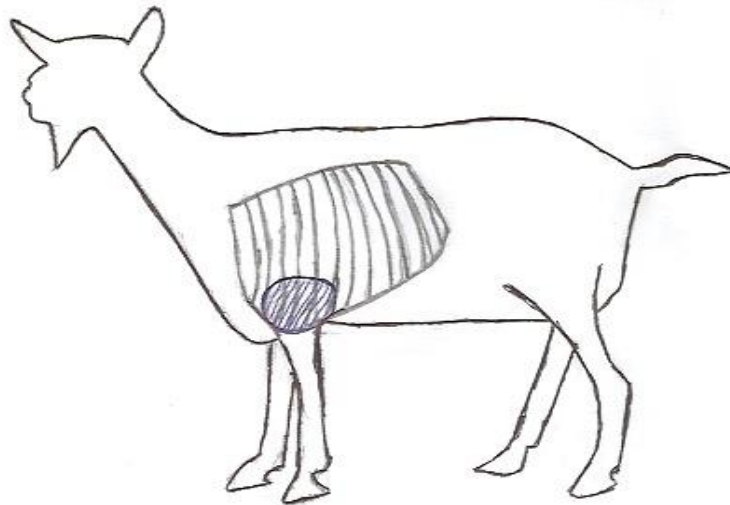


Figura 28. Zona de auscultación cardiaca

Una recomendación es tomar el estetoscopio con los dedos índice, pulgar y/o medio para evitar meter ruido por colocar los demás dedos sobre la zona de auscultación.

Del 3^{er} al 4^{to} espacio intercostal auscultamos la válvula pulmonar

Del 4^{to} al 5^{to} espacio intercostal auscultamos la válvula aórtica

Del 5^{to} al 6^{to} espacio intercostal auscultamos la válvula mitral

Del lado derecho

Del 4^{to} al 5^{to} espacio intercostal auscultamos la válvula tricúspide

En la Figura 29 se muestra la técnica para medir frecuencia cardiaca. (17)



Figura 29. Técnica para medir frecuencia cardiaca.

Frecuencia Respiratoria (FR)

Los instrumentos a emplear para obtener la FR son el estetoscopio y el reloj anteriormente mencionados.

La medición de la frecuencia respiratoria resulta de la actividad de los pulmones (inspiración, espiración), y también se le conoce como el número de ciclos respiratorios por minuto. Su valoración se realiza por inspección, palpación directa y auscultación indirecta, calculando la frecuencia durante un minuto como mínimo.

La zona de auscultación pulmonar se delimita trazando una línea que parte del borde superior posterior caudal de la escápula, por debajo de las apófisis transversas de las vértebras torácicas y lumbares hasta el penúltimo espacio intercostal, en donde aproximadamente se encuentra la inserción superior del músculo diafragmático, que separa la cavidad torácica de la abdominal, esta línea se continúa bajándola hasta el codo y de aquí se sube para juntarla con el inicio de la línea superior de la escápula y así formar un triángulo.

En la Figura 30 se muestra el triángulo delimitando la zona de auscultación pulmonar (16, 17,20,22).

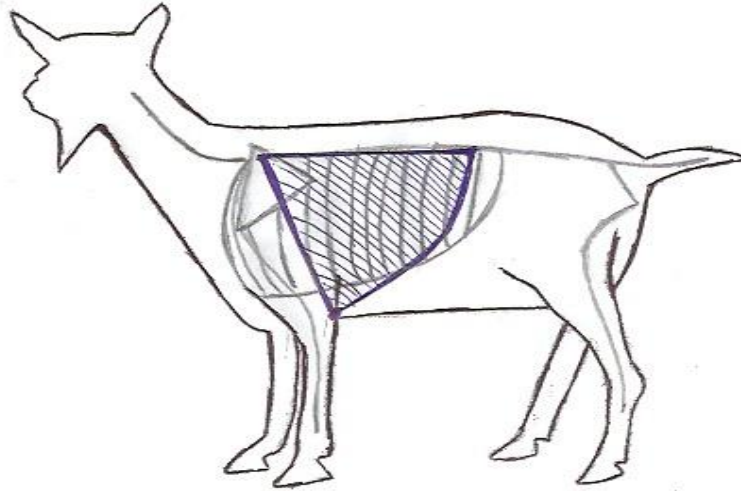


Figura 30. Zona de auscultación pulmonar

Una recomendación es tomar el estetoscopio con los dedos índice, pulgar y/o medio para evitar meter ruido por colocar los demás dedos sobre la zona de auscultación.

En la figura 31 se puede observar la técnica para medir frecuencia respiratoria.



Figura 31. Técnica para medir frecuencia respiratoria

Tiempo de llenado capilar (TLLC)

Para evaluar el tiempo de llenado capilar se debe presionar con el dedo la mucosa de la encía, la del labio o la de la vulva, dejando un área pálida; una vez retirando

la presión debe recuperar el color normal (rosa claro o salmón) en un lapso de 1 a 2 segundos máximo. En la Figura 32 se muestra como se realiza la toma de tiempo de llenado capilar (17)



Figura 32. Toma del tiempo de llenado capilar

Movimientos ruminales (MR)

Para obtener esta constante fisiológica el material que se utiliza el estetoscopio y el reloj anteriormente mencionado.

Esta medición resulta de la actividad del rumen y se puede realizar de dos maneras:

- De manera directa se realiza colocando tres dedos de la mano, presionando firmemente sobre el hueco del ijar izquierdo durante 2 minutos, se producirá una elevación del flanco.
- Indirectamente, mediante auscultación con el estetoscopio colocándolo firmemente sobre el hueco del ijar izquierdo, para delimitarla se traza una línea recta desde la última costilla sobre los procesos transversos de las vértebras lumbares, hasta donde empieza el sacro, colocamos un punto

intermedio en esta línea se baja unos 8 cm hacia ventral uniendo los tres puntos se forma un triángulo y esta es la fosa el ijar, durante 2 minutos y a la vez que se producirá la elevación del flanco, se escuchará por el estetoscopio sonido que simula la caída de agua, pudiéndose medir su intensidad, ritmo y duración (15,16,17,22).

En la Figura 33 se muestra la zona de auscultación ruminal.

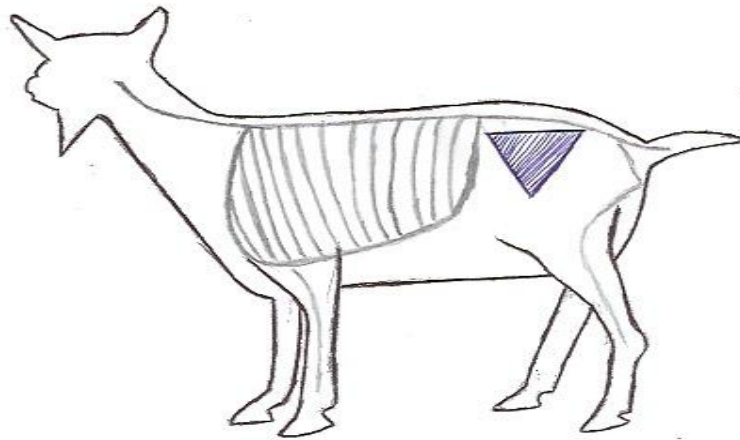


Figura 33. Zona de auscultación ruminal.

En la Figura 34 se muestra la región corporal para la medición de movimientos ruminales.



Figura 34. Zona de medición de movimientos ruminales.

En el Cuadro 6 se muestran los intervalos estándar de valores fisiológicos en caprinos

CONSTANTE	ADULTO	JOVÉN
Temperatura	38.5-40	39-40.5
Frecuencia Cardíaca	70-80	80-100
Frecuencia Respiratoria	10-20	20-40
Tiempo de llenado capilar	1-2 seg	1-2 seg
Movimientos Ruminales	2-3 /2 min	-

Cuadro 6. Intervalos estándar de valores fisiológicos en caprinos. (17)

4.3.2 Determinación de edad en caprinos

En los sistemas de producción es frecuente la carencia de registros, con el objeto de conocer la edad de los animales, así que el medio más práctico y fácil para poder estimar la edad aproximada de los caprinos es por medio de la preevaluación de la presencia o ausencia de piezas dentarias así como del

desgaste y enrase de las mismas. Las piezas dentarias que se toman en cuentan son los incisivos (pinzas, primeros y segundos medianos y cuñas) (22,23)

Las formulas dentarias del caprino son:

Temporales (cabritos): **I** 0/4, **C** 0/0, **P** 3/3, **M** 0/0 Total: **20**

Permanentes (adultos): **I** 0/4, **C** 0/0, **P** 3/3, **M** 3/3 Total: **32**

Las piezas dentarias a evaluar son todos los incisivos los cuales son cuatro pares para ser un total de ocho dientes:

- a. Pinzas (dientes centrales)
- b. Primeros medianos (uno a cada a lado de las pinzas)
- c. Segundos medianos (a un costado de cada primer mediano)
- d. Extremos (los últimos de cada lado)

Dientes temporales

La aparición de los dientes temporales es muy variable; los caprinos pueden nacer sin dientes o con la dentadura temporal casi completa; sin embargo el orden de aparición normal es el siguiente:

Incisivos: Pinzas, primeros medianos, segundos medianos. Nacen con ellos. Las cuñas, aparecen entre el décimo quinto y vigésimo día de vida.

Premolares: Primeros, segundos y terceros. Los superiores aparecen a los 15 días y los inferiores al mes de vida.

Los dientes temporales son más pequeños , delgados, mas móviles y blancos que los permanentes (22,23).

Dientes permanentes

Los dientes permanentes son de mayor tamaño, se encuentran más pegados entre sí y suelen ser un poco más amarillos que los temporales, y conforme van apareciendo éstos se va estimando la edad de la siguiente manera (22):

- **INCISIVOS:**
 - Pinzas : 1 a 1.5 años
 - Primeros medianos: 2 a 2.5 años
 - Segundos medianos: 3^a 3.5 años
 - Cuñas o extremos: 4^a 4.5 años (se le conoce Boca hecha)
- **PREMOLARES:** Primeros , segundos y terceros: 1.5 a 2 años
- **MOLARES:** Primeros, segundos y terceros: 2 años

En la figura 35 se representan como se van apareciendo los dientes permanentes.

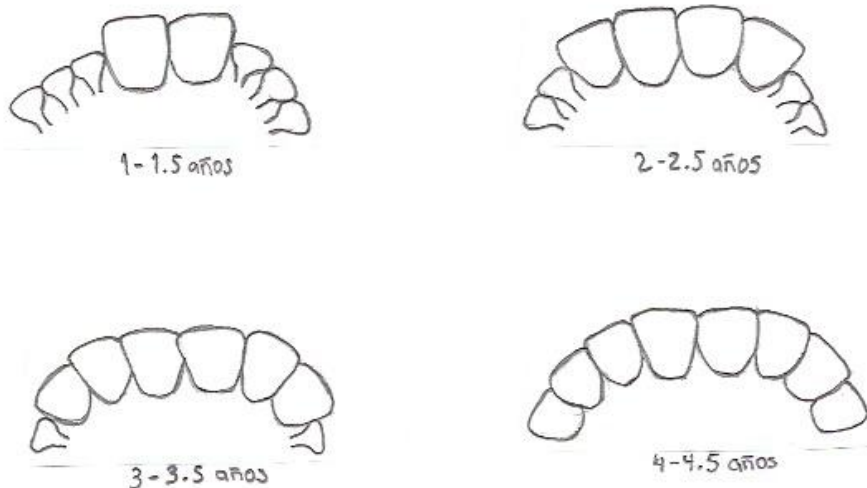


Figura 35. Aparición de la dentadura permanente (23).

Para seguir calculando la edad se toma en cuenta el enrase de los todos los incisivos, que es el desgaste de la superficie de la pieza dentaria donde podemos apreciar la pulpa de ésta (24). El enrase aparecerá en el mismo orden en que fueron apareciendo los dientes de forma permanente(22,24):

- **INCISIVOS:** Pinzas: 5.5 -6 años
- Primeros medianos: 6.5 -7 años
- Segundos medianos: 7.5 -8 años
- Cuñas o extremos: 9 o más años

En la figura 36 se representan como se va apareciendo el enrase los dientes permanentes

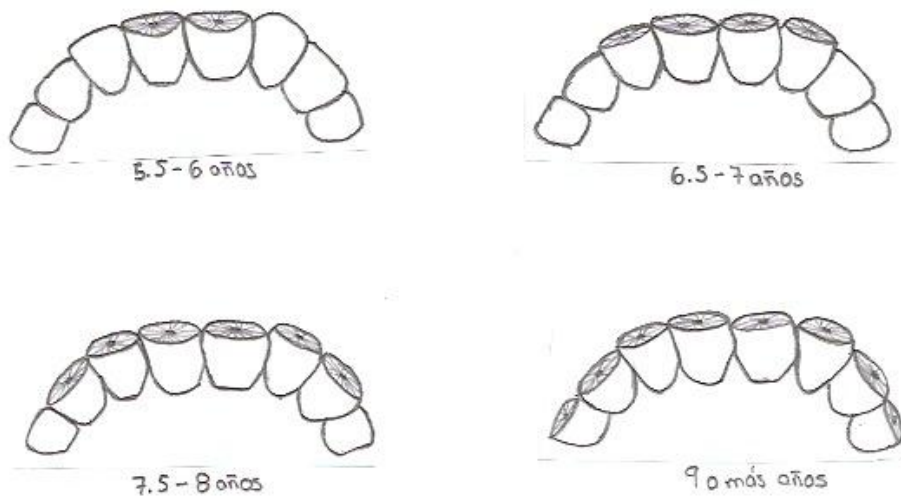


Figura 36. Aparición del enrase en los dientes (23).

Para poder estimar la edad de un caprino mediante la evaluación dentaria se sujeta al animal, se levanta la cabeza y con los dedos índice y pulgar se levantan

los belfos para descubrir los dientes sin tapar los ollares y evitar obstruir las vías aéreas.

En la Figura 37 se muestran algunos ejemplos de dentaduras en los animales.



Figura 37. Estimación de la edad en caprinos mediante la evaluación dentaria A) Menor a 1 año, B) 1- 1.5 años, C) 2-2.5 años y D) Más de 9 años

4.3.3 Evaluación de Mucosas y Linfonodos

4.3.3.1 Mucosas

Para la evaluación de las mucosas se debe observar el color, humedad, tiempo de llenado capilar y la integridad de las mismas (laceraciones, úlceras, pápulas, pústulas, abscesos, entre otros) (15,17).

Las mucosas explorables en caprinos son:

- ❖ Oral: Para realizar una exploración completa de dicha mucosa, es necesario observar sucesivamente las mucosas de los labios, encías, cara inferior de la lengua y paladar duro, ya que en cualquiera de ellos se pueden asentar lesiones importantes(17,19).

En la Figura 38 se muestra la forma en que se expone y explora la mucosa oral.



Figura 38. Forma de exploración de la mucosa oral.

- ❖ Conjuntival: Esta mucosa se debe de revisar de forma que se evite lastimar el globo ocular. Se debe jalar el párpado inferior ligeramente hacia abajo para ver claramente la mucosa ya que ello puede guiar en casos de parasitosis en los animales.(17,19)

En la figura 39 se muestra la forma como se expone y explora la mucosa conjuntival.



Figura 39. Exploración de la mucosa conjuntival.

- ❖ Nasal: Se explora dirigiendo su cabeza hasta encontrar el ángulo por donde penetre más luz y levantando la nariz para abrir la fosa nasal utilizando el dedo índice y pulgar. También se debe utilizar la percusión para descartar presencia de objetos extraños o parásitos, golpeado ligeramente con los dedos en forma de gancho en las fosas nasales, debiéndose escuchar un sonido claro o resonante (órganos huecos o con aire) (17,19).

En la Figura 40 se muestra la forma de exposición y exploración de la mucosa nasal.



Figura 40. Exploración de la mucosa nasal.

- ❖ Vulvar: La exploración de la mucosa vulvar se lleva a cabo tomando los extremos de los labios vulvares con ambas manos y separándolos, lo cual es suficiente para exponer el vestíbulo vaginal. Para una exploración más

profunda en la cual se aprecia la mucosa vaginal se requiere de la vaginoscopía (17,19).

En la figura 41 se muestra la forma de exposición y exploración de la mucosa vaginal.



Figura 41. Exploración de lamucosa vaginal

- ❖ Preputial: En pequeños rumiantes se puede exteriorizar el pene para poder realizar la exploración de esta mucosa; en animales jóvenes se debe tener cuidado con el proceso uretral para no dañarlo.
- ❖ Anal: Para explorar esta mucosa se levanta la cola al caprino y se observa la integridad de la mucosa (17,19).

En la figura 42 se puede observar la forma de exposición y exploración de la mucosa anal.



Figura 42. Exploración de la mucosa anal

El color normal de las mucosas es rosa claro y se pueden encontrar alteraciones de éste por diversas patologías. En el Cuadro 7 se muestran alteraciones en el color de las mucosas y ejemplos de posibles factores causales.

COLOR DE LA MUCOSA	ALTERACIONES	POSIBLES CAUSAS
Blancas	Anemia	Ej: Por infestaciones parasitarias
Enrojecidas	Hiperemia	Ej: Por inflamación o infección.
Azules	Cianóticas	Ej: Problemas en aparato respiratorio
Amarillas	Ictéricas	Ej: Problemas hepáticos.
Negras	Necrosis	Ej: Muerte del tejido por lesiones

Cuadro 7. Alteraciones en las mucosas (15)

4.3.3.2 Linfonodos palpables en caprinos.

El sistema linfático del organismo está compuesto por órganos linfáticos (timo y el bazo), tejidos (placas de Peyer y tonsilas), vasos linfáticos y los linfonodos. Estos últimos están distribuidos a lo largo de la red vascular linfática y constituyen una barrera al avance o al progreso de procesos patológicos o infecciosos. La afección de los linfonodos se interpreta como una reacción de carácter defensivo.

El examen y evaluación de los linfonodos se realiza por medio de la inspección y palpación , introduciendo la punta de los dedos índice, medio y pulgar de forma

que se pueda jalar la piel y buscarlos en las zonas que se describirán posteriormente(20,21, 25).

La inspección pone de manifiesto los cambios en los contornos normales causados por el aumento de tamaño, lo que en condiciones patológicas se conoce con el término de adenitis. Por lo general, los linfonodos se muestran a la palpación con una tensa elasticidad, móviles con facilidad, lisos, indoloros y con la temperatura corporal. En problemas patológicos es posible observar aumentos o cambios de tamaño, sensibilidad, consistencia, forma y superficie, formación de nódulos, adherencias, cambio de temperatura y hay presencia de dolor a la palpación.

En el caso de los caprinos los linfonodos considerados de importancia clínica son los más externos y son los siguientes: submandibulares, los preescapulares, retrofaringeos parotídeos, precrales los poplíteos y retromamarios. Pero debido al tamaño que presentan en esta especie solo tres son de fácil acceso y que se pueden palpar, y son los submandibulares, los preescapulares y los precrales. (15,17,20):

A continuación se describe la estrategia de palpación de los linfonodos. Submandibulares: Estos linfonodos están situados en la cara interna de la mandíbula , uno a cada lado, entre el músculo esternocéfálico y la parte ventral de la glándula salival, con relación dorsal con la vena maxilar externa. Su tamaño es de aproximadamente de 2 cm; debe evitarse la confusión a la palpación con la glándula salival mandibular, la cual es un poco más grande, suave y lobulada (16,20).

En la figura 43 se observa la palpación del linfonodo submandibular.



Figura 43. Palpación del linfonodo submandibular .

Parotídeos: Se encuentran en la parte caudal del músculo masetero, por debajo de la parte posterior de la glándula salival parotídea. Su relación profunda es con los vasos maxilares internos, temporales superficiales y con el nervio temporal superficial, su tamaño es de aproximadamente de 1.5 a 2 cm (20,21,20).

Preescapulares: Estos linfonodos están situados en el borde anterior del músculo supraespinoso, de 5 a 6 cm por arriba del nivel de la articulación de la escápula, cubiertos por el músculo omotrasverso y braquicefálico; tienen forma alargada y una longitud de 2 a 4 cm por 1.5 cm de ancho. Estos linfonodos son de suma importancia ya que forman parte del centro linfático de defensa regional para el cuello, pecho y espalda (20,21,20).

En la Figura 44 se observa la palpación del linfonodo preescapular.



Figura 44. Palpación del linfonodo preescapular .

Precurales: Estos linfonodos se encuentran situados sobre el músculo oblicuo abdominal externo (pliegue del franco), a 6 u 8 cm sobre la rótula. Tienen forma elíptica, alargada y planada, con un tamaño aproximado de 2.4 cm y con un ancho de 1.5 cm. Forman parte del centro linfático regional del abdomen, pelvis y de los miembros posteriores. En la Figura 45 se observa la palpación del linfonodo precural (20,21,25).



Figura 45. Palpación del linfonodo precural .

Supramamarios: Se encuentran situados por encima del borde posterior de la glándula mamaria, por lo general existen dos en cada lado. Los mayores están en posición cerca de línea media y en ocasiones se hallan unidos y su tamaño es aproximadamente 2.5 a 3 cm Los menores están encima y por delante de los mayores de tamaño 3.5 a 4cm . Para realizar la revisión de estos linfonodos se

introduce la mano entre los miembros posteriores levantando la ubre hace adelante, mientras mientras se palpan con la otra mano (20,21,25)..

Para poder palpar se introduce la punta de los dedos índice, medio y pulgar de forma que se pueda jalar la piel y buscarlos en las zonas antes descritas. En la Figura 46 se muestra la localización de los linfonodos en el caprino (20,21).

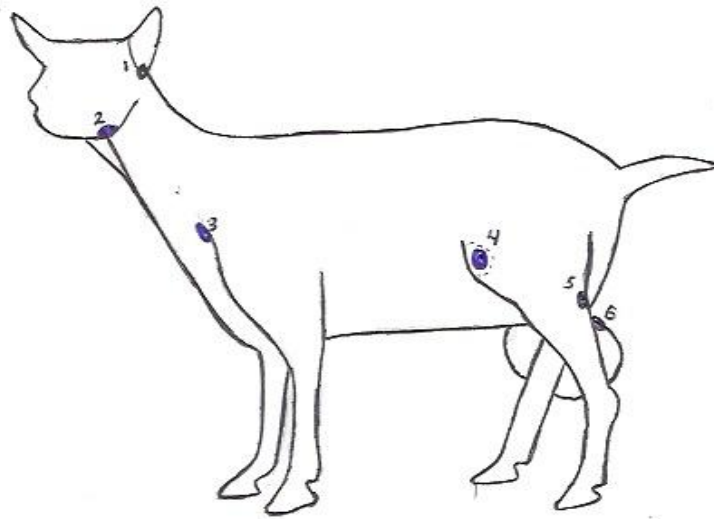


Figura 46. Localización de los linfonodos en el caprino resaltando los palpables 1) L. parotídeo, 2) L. submandibular, 3) L. preescapular, 4) L. precrural, 5)L. poplíteo 6) L. retromamario.

4.3.4 Piel.

La piel es el órgano más grande del cuerpo del caprino ya que recubre la superficie corporal y es la primera fuente de protección. Dentro de sus principales funciones están la conservación de la temperatura por medio del aislamiento y la eliminación de calor por la transpiración. De igual forma es la primera barrera física que protege el cuerpo contra lesiones y radiación solar, además de ofrecer

algunas defensas contra agentes patógenos. Los nervios sensoriales de la piel reconocen el dolor y las temperaturas del exterior cuando son muy extremas. Por lo anterior, la condición de la piel es un reflejo del estado de salud general del animal.

Se debe revisar la piel en toda la superficie corporal del animal por medio de la inspección y de la palpación(19,20).

En la inspección, que en ocasiones será suficiente para poner en manifiesto enfermedades más comunes con ayuda de la anamnesis proporcionada por el encargado, atraerá la atención sobre el lugar donde se localice el trastorno.

La palpación se realiza pasando la yema de los dedos o toda la palma de la mano sobre la superficie de la piel para verificar si hay presencia de dolor, inflamación, continuidad, cambio de color, valorando su elasticidad o la presencia elevaciones extrañas a la piel que pueden ser: abscesos, neoplasias y edema, entre otros.

Por estas razones es de suma importancia revisar la piel cuando se hace el examen clínico, a continuación se enlistan algunas lesiones que se pueden encontrar en la piel.

Lesiones primarias (19):

- Mácula: Área circunscrita igual o menor a 1cm con cambio de color.
- Pápula: Elevación sólida circunscrita de la piel que varía de menos de 0.1 cm a 1cm de diámetro.
- Vesícula: Es una pequeña elevación del epitelio superficial de la piel cuyo interior está ocupado por trasudado o linfa.

- Pústula: Vesícula llena de exudado que no denota necesariamente una infección bacteriana y puede desarrollarse en una secuencia natural a partir de una vesícula.
- Ampolla: Lesión similar a una vesícula, pero de mayor tamaño.
- Eritema (roncha): Enrojecimiento de la piel, causada por problemas en los capilares de la zona afectada cuyo signo es un puntilleo rojizo.
- Absceso: Inflamación supurativa, por lo general rodeada por una pared (cápsula) de tejido conjuntivo, conocida como membrana piógena.
- Neoplasia: Proliferación descontrolada de tejido sin función útil.

Lesiones secundarias (19):

- Alopecia: Desaparición más o menos acentuada del pelo, comparada con la pilosidad normal de la piel en la zona no afectada.
- Costra: Masa firme, compuesta por exudado inflamatorio seco y restos epiteliales o de sangre.
- Erosión: Pérdida de capas celulares superficiales, pero las capas basales están intactas.
- Úlcera: Falta de tejido que se extiende con más profundidad que las erosiones y alcanzan la dermis.
- Fisura: Defecto lineal que alcanza la dermis con frecuencia.
- Cicatriz: Proliferación de tejido conjuntivo fibroso en el lugar de una lesión.

- Hiperqueratosis: Engrosamiento excesivo del estrato córneo debido a la proliferación de células queratinizadas, asociadas al contacto de ciertas sustancias químicas.
- Edema: Es un aumento de volumen causado por difusión de un trasudado en los espacios tisulares. A la palpación muestra una consistencia pastosa y al presionar con el dedo la huella permanece algún tiempo.

También se pueden observar alteraciones en la piel por la presencia de algún agente patógeno, a continuación se mencionan los más importantes en caprinos (26,27):

- ❖ Bacterianas: Dermatofilosis – *Dermatophilus spp.*
- ❖ Parasitarias: Pediculosis – *Linognatus stenopsis*, *Damalinae caprae* y *Damalinae limbata*

Sarna – *Demodex*, *Sarcoptes* y *Psoroptes*

- ❖ Micóticas: *Trichopyton verrucosum*

En la Figura 47 se pueden observar ejemplos de lesiones en piel.

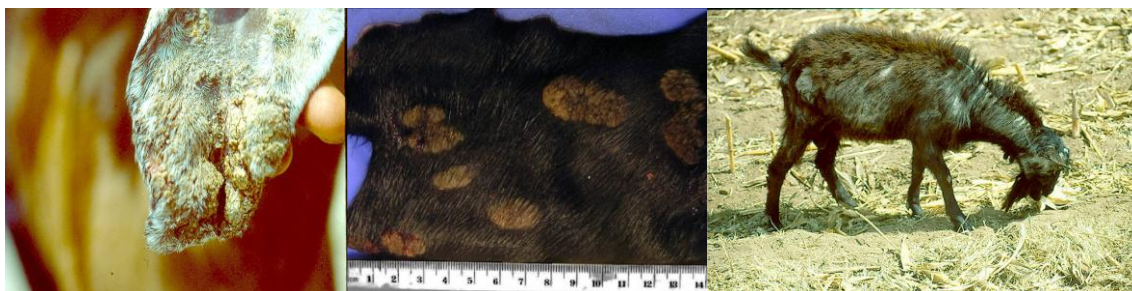


Figura 47. Algunas lesiones en la piel. A) Dermatofilosis, B) Micosis y C) Pediculosis

4.3.5 Cabeza y Cuello.

Cuando se reconoce la cabeza, se debe de prestar atención a la expresión facial, que refleja con mucha fidelidad el estado mental y por lo tanto, la posible conducta del animal. Un animal con buena salud se presenta vigilante, alerta y reacciona a los estímulos como el sonido y el movimiento en una forma lógica. En el examen físico se debe valorar la conformación anatómica y la simetría de las estructuras óseas y tejidos blandos de la cabeza y la región del cuello. (16,17,20)

En la cabeza se debe inspeccionar y palpar las siguientes estructuras:

- Oejas: Se evalúa por medio de la inspección y la palpación la integridad de la piel, que no haya lesiones de ningún tipo ni presencia de parásitos o de algún objeto extraño dentro o fuera de la estructura (15).
- Ojos: Se evalúa la integridad del ojo, detectando la presencia de ningún tipo de lesión en el globo ocular en la cornea o la retina, y que no exista presencia de alguna secreción o epífora. También se evalúa la mucosa conjuntival descrita en el punto 4.3.3.1. Lo más común que puede afectar a los párpados es un aumento de tamaño por alergias o lesiones traumáticas.(15,16)
- Nariz: En el examen de la región nasal se debe considerar las siguientes estructuras: ollares o fosas nasales, los tejidos que los rodean, sonidos respiratorios, descarga nasal, mucosa y senos paranasales. Detectando que el morro no tenga lesiones de ningún tipo y se revisa la mucosa nasal (4.3.3.1). Para descartar la presencia de alguna secreción y se debe revisar ambas fosas, ya que puede que ésta sea unilateral o bilateral, además de observar si

es de carácter seroso, mucoso, mucopurulento o hemorrágico; también se realiza la percusión digital para descartar la presencia de algún agente patológico, como las larvas de *Oestrus Ovis*, parásito que es común en los hatos caprinos cuando no se lleva un buen manejo de moscas y que obstruye las vías respiratorias altas (15,16).

- Boca: En ella se inspecciona la mucosa oral, se revisa los paladares blando, duro y los labios para detectar que no hay lesiones o de algún objeto extraño. Aquí se lleva a cabo la estimación de la edad y la medición del tiempo de llenado capilar para aprovechar que se le abrirá la boca al animal y evitar hacerlo más de una vez. De igual forma se pueden buscar y palpar los linfonodos submandibulares (4.3.3.2).

En el cuello se inspecciona y se palpa toda la piel para descartar presencia de lesiones primarias o secundarias hasta llegar a la región del tórax. En esta región por lo general es común encontrar abscesos en el cuello provocados por algún objeto punzocortante, además se puede observar alguna tumoración relacionada con la enfermedad llaman linfadenitis caseosa en su presentación externa, y por ello es importante hacer un diagnóstico diferencial. Se realiza la prueba para el reflejo deglutorio presionando un poco la zona del esófago el cual debe ser positiva y la del reflejo tusígeno, haciendo un pequeño masaje en la tráquea y que debe ser negativa (15,16).

4.3.6 Tórax

El tórax constituye una de las cavidades más grandes del cuerpo, encontrándose en la parte delantera del cuerpo del animal. Las paredes laterales se componen de las costillas y los músculos intercostales. En su parte anterior la porción estrecha de tórax está cubierta en ambos lados por la escápula, el húmero y las masas musculares que comprenden la parte superior de las extremidades anteriores, sobre los codos, las cuales se unen a la cara lateral de las costillas de esta región. La parte posterior de la cavidad torácica está separada de la cavidad abdominal por el diafragma, marcadamente convexo en su cara anterior, y sujeto en toda su periferia a la parte media de las costillas. Desde el punto de vista descriptivo el sistema respiratorio se divide en una porción alta y otra baja, la mayor parte de la última comprende algo de la tráquea, los bronquios y los pulmones, estando acomodando en el interior de la cavidad del tórax. El corazón, arterias y venas de importancia médica se encuentran localizadas en esta misma zona, de forma que el examen físico de dicho órgano se realiza por medio de la inspección y la auscultación con ayuda del estetoscopio.

En esta región se puede palpar los linfonodos preescapulares y obtener las frecuencias respiratorias y cardiacas descritas en los puntos 4.3.3.1 y 4.3.3.2 respectivamente (16,19).

4.3.6.1 Aparato respiratorio.

El aparato respiratorio consta de los pulmones y vías aéreas que conducen a ellos, el tórax y los nervios aferentes y eferentes conectados a estas estructuras.

Las vías aéreas son: cavidad nasal, faringe, laringe, tráquea, bronquios y bronquiolos. La respiración incluye todos los procesos químicos y físicos mediante los cuales un organismo intercambia gases con el medio ambiente. El intercambio principal es entre oxígeno y bióxido de carbono.

La cavidad torácica contiene los pulmones, órganos mediastínicos y el diafragma; las pleuras son dos membranas serosas que forman a cada lado del tórax una cavidad pleural y la tapizan formando paredes laterales del mediastino y se repliegan sobre los pulmones (16).

Ritmo: Las tres fases de cada ciclo respiratorio normal son: inspiración, espiración y pausa. El período de espiración es un poco más largo al inspirar, la duración de la pausa en los animales sanos depende de que estén tranquilos o excitados.

Intensidad: También conocida como profundidad o amplitud de la respiración.

Frecuencia: Se maneja dependiendo la edad del animal que en jóvenes va de 20-40 respiraciones por minuto y en animales adultos es de 10-20, esto dependerá de que el animal esté tranquilo(15,16,19).

Algunas particularidades de la respiración son (19):

- Eupnea: Respiración normal y calmada.
- Disnea: Cualquier dificultad en la respiración, que causa tensión en el animal. Puede ser una reacción fisiológica después de un ejercicio extenuante, pero normalmente procede de una enfermedad y está causada por una hipoxia en unión con una hipercapnia .

- Hipercapnia: Es la elevación del bióxido de carbono en la sangre arterial debido a una insuficiencia respiratoria.
- Hiperpnea: Es el aumento de la frecuencia respiratoria, también conocida como taquipnea. Se puede presentar en casos de enfermedades bacterianas, presencia de toxinas, anemias o afecciones cardiacas, entre otros.
- Bradipnea: Es la disminución o retraso de la frecuencia. Se presenta en estenosis del sistema respiratorio alto y uremia, entre otras afecciones.
- Apnea: Es el paro respiratorio.
- Polipnea: Es cuando hay un aumento de la frecuencia respiratoria con reducción de la intensidad de los movimientos. Es caracterizada por ser desordenada y rápida.

Los sonidos anormales que están relacionados con la respiración y que también se han estudiado incluyen : estornudos, ronquidos, estertores, silbidos y tos. Una información más exacta acerca del estado de la porción torácica del sistema respiratorio se puede obtener por medio del examen físico de la zona pulmonar y que que consiste en la palpación, percusión y la auscultación, métodos de rutina cuando la evidencia obtenida del paciente sugiere de una enfermedad respiratoria.

Sonidos respiratorios audibles (19):

- Murmullo vesicular: Se origina a partir de los remolinos de aire que se forman cuando éste pasa de los bronquiolos a los alvéolos en animales

sanos. El sonido se atenúa cuando el aire de los pulmones está reducido en forma local o general, como en las primeras etapas de neumonía y edema pulmonar.

- **Sonido respiratorio bronquial:** Se escucha con mayor claridad donde los bronquios y bronquiolos mayores están relativamente cerca de la pared torácica. El sonido se parece al que se escucha en la región de la traqueal y laríngea y recuerda al sonido gutural alargado de la “CH”.
- **Estertores húmedos:** Sonidos que indican la presencia de secreciones en los bronquios y bronquiolos (exudado, moco, sangre). Tienen un sonido burbujeante como cuando se sopla por un popote donde un extremo se encuentra sumergido en agua.
- **Estertores secos:** Se oyen cuando se fuerza el aire a través de un tubo bronquial parcialmente constreñido por un moco seco o por una severa inflamación de la mucosa, que parece un zumbido.
- **Estertores crepitantes:** Sonido que se produce al despegarse las paredes de los alveolos y bronquiolos adheridos entre sí durante la inspiración, con la consiguiente entrada violenta de aire, el sonido se puede comparar al dejar caer en el fuego gotas de agua.
- **Roce pleural:** Es el ruido extrapulmonar que se produce bajo condiciones patológicas, cuando la pleura o pericardio están secos, ásperos y su deslizamiento ya no es silencioso.

La técnica para escuchar y tomar frecuencia respiratoria se describe en el punto 4.3.1.

4.3.6.2 Corazón.

El corazón es el órgano central encargado del movimiento de la sangre y se divide en dos cuerpos estrechamente coordinados llamados corazón izquierdo y derecho, que están divididos por el tabique cardíaco. El lado derecho es el encargado de mandar la sangre hacia los pulmones, en donde se realiza el intercambio gaseoso, y el lado izquierdo que manda sangre a todo el organismo. Cada una de estas mitades está compuesta por dos cavidades: una aurícula (estructura receptora de sangre) y un ventrículo (estructura que la expulsa), que están conectados por un orificio aurículo-ventricular que contiene una válvula, del lado derecho llamada tricúspide y del lado izquierdo bicúspide o mitral. La circulación sanguínea comienza con la llegada de sangre venosa a la aurícula derecha desde las venas cavas (inferior y superior), pasa al ventrículo por la válvula tricúspide y la expulsa a través de las arterias pulmonares para hacerla llegar a pulmones. Una vez aquí se realiza el intercambio gaseoso y la sangre arterial regresa a corazón por las cuatro venas pulmonares a la aurícula izquierda, pasara al ventrículo izquierdo por la válvula bicúspide y la sangre será expulsada por la aorta al organismo.

El ciclo cardíaco se compone por una sístole auricular, sístole ventricular, diástole auricular y diástole ventricular, esta última donde todo el corazón esta en descanso, y en seguida la aurícula inicia el otro ciclo (15, 16,19).

Frecuencia: Es el número de latidos en un minuto; en caso de los animales jóvenes es de 80-90 y en adultos de 70-80. Cuando se presenta un cambio en la frecuencia de los latidos, se le denota con los siguientes términos (19):

- Taquicardia: Es la elevación de la frecuencia cardíaca que puede estar producida por fiebre, intoxicaciones, estrés o dolor.
- Bradicardia: Disminución de la frecuencia cardíaca que puede presentarse en casos como asfixia, inanición o estenosis aórtica.

Ritmo: Se manifiesta por la sucesión de latidos en intervalos al parecer iguales, por lo que en condiciones normales el latido debe ser regular y uniforme.

Para explorar el corazón con mejor precisión se utiliza la técnica de auscultación indirecta, con el apoyo del estetoscopio para evaluar la frecuencia, el ritmo, los tonos cardíacos o la presencia de sonidos anormales.

Tonos cardíacos: Los tonos cardíacos se producen en momentos distintos; el primer tono (sistólico) coincide con la sístole ventricular, se produce por los sonidos de contracción muscular cardíaca y el cierre de las válvulas atrioventriculares es el más largo, profundo y fuerte que el segundo. El segundo tono es más corto y débil, se debe al cierre de las válvulas semilunares (sonido valvular) y coincide con el inicio de la diástole. Estos sonidos se pueden imitar en voz alta como un BUP-DUP. (19)

Sonidos anormales: Todo ruido que se escuche durante la auscultación, fuera de los tonos anteriormente descritos, debe considerarse anormal y según el punto de

localización puede ser endo o exocárdico, estos últimos pueden ser producidos por alteraciones como pericarditis traumática o ruptura del diafragma con entrada de vísceras. Los endocárdicos se denominan comúnmente como *soplos* y suelen deberse a lesiones valvulares y trastornos funcionales del corazón que dificultan el paso de sangre y su salida a los grandes vasos (17,19).

La técnica para escuchar y tomar frecuencia respiratoria se describe en el punto 4.3.1.

4.3.7 Abdomen

La cavidad abdominal, situada entre la cavidad torácica y la pélvica, es la más grande y espaciosa del organismo. Exteriormente su parte anterior se funde con el tórax a la altura del arco costal, donde interiormente está separada de la cavidad por el diafragma. En la parte superior está formada por la parte alta del diafragma, las vértebras y músculos lumbares, las paredes están delimitadas por los músculos abdominales trasversos y oblicuo, la aponeurosis abdominal y las costillas; y por último en la parte inferior se encuentra el cartílago xifoides del esternón y los dos músculos rectos. La cavidad abdominal está revestida por el peritoneo que continúa hacia la actividad pélvica.

En la cavidad abdominal se evalúa al tracto gastrointestinal (TGI), cuya función primordial consiste en realizar la digestión y absorción de los nutrientes y la secreción de ciertos productos residuales. El TGI en los rumiantes, en donde se incluyen a los caprinos, está dividido en cuatro compartimientos que son: rumen, retículo, omaso y abomaso. Debido a estas modificaciones en el sistema digestivo,

los rumiantes pueden utilizar la celulosa y otros polisacáridos vegetales como la hemicelulosa, que son degradados por bacterias, parásitos y protozoarios que son habitantes normales de dichos compartimientos, de donde se obtienen celobiosa y glucosa (15, 16).

El órgano de mayor interés clínico es el rumen, del cual debemos obtener los movimientos ruminales; la técnica par esto esta descrita en el punto 4.3.1. Pero no es por el único órgano que se orienta el diagnóstico o que debe ser revisado, ya que se debe tomar en cuenta todos los aspectos relacionados con la actividad digestiva, como los son el apetito, la sed, la ingestión, la rumia, el eructo, el vómito y la defecación. A continuación se describen algunas particularidades con relación al sistema digestivo de importancia medica y zootécnica(15,16,17).

- **Apetito:** es el hambre o la intención de ingerir alimentos y se valora por el alimento consumido por los animales, siendo uno de los signos para averiguar su estado de salud. En ocasiones la negativa a comer no es necesariamente por alguna enfermedad, sino incluso la presentación o el sabor del alimento, del modo que la sustitución de algún elemento o ingrediente de la dieta pueda dar motivo al aumento o disminución de en su consumo(17,19).
 - *Apetito disminuido:* por enfermedades febriles y enfermedades toxemias que van acompañadas de una disminución de la ingestión.
 - *Apetito aumentado:* pude presentarse en casos de parasitosis.

- Inapetencia: es la falta de apetito totalmente, es un signo muy importante ya que se puede presentarse en la mayoría de los casos en enfermedades graves.
- *Apetito depravado*: es cuando el animal ingiere productos u objetos no alimenticios, o que no forman parte de su dieta habitual (frecuente en enfermedades carenciales).
- Sed: es la necesidad de ingerir agua. Algunos factores como la variación individual, el estado fisiológico, la edad, la temperatura ambiental pueden llegar afectar el consumo de agua; en caprinos este consumo varía, ya que una cabra que está en producción lechera toma aproximadamente 3.5 l por cada kilogramo de materia seca consumido, mientras que en animales en mantenimiento es de 2 l y animales en desarrollo y crecimiento es de 1 l (17,19).
- *Polidipsia*: Se refiere al consumo excesivo de agua y generalmente se presenta en enfermedades donde hay pérdida de líquidos corporales, como estados febriles, diarreas, hemorragias(17) .
- *Adipsia*: Es la ausencia de sed o la aversión a los líquidos, con frecuencia indica trastornos de deglución o dolor intenso en vías digestivas altas .

Ingestión: Es la introducción del alimento al sistema digestivo (17).

- Presión : Los caprinos toman el alimento con los labios y los incisivos; esta función puede verse alterada cuando se presentan lesiones en labios o cavidad oral.
- Masticación: Es la actividad trituradora, que llevan a cabo las piezas dentarias, la lengua y los músculos maseteros. En caso de los caprinos como en los demás rumiantes, existe un marcado movimiento lateral de las quijadas y de igual forma puede alterarse debido a procesos dolorosos en la zona (17).
- Insalivación: Es la impregnación de los alimentos con la saliva durante la masticación y así comenzar el proceso de degradación de dichos alimentos (19).
- Deglución: Es el acto de transportar el alimento desde la boca hacia la faringe y el esófago hasta los compartimientos gástricos después de haberlo masticado y lubricado con la saliva. A la dificultad de deglutir se el llama disfagia, y puede estar provocado por procesos inflamatorios, faringitis, abscesos, tumores (19).
- Rumia: La rumia es el proceso de remasticar los alimentos y comprende los siguientes pasos: regurgitación, remasticación y la redeglución (63 seg). La frecuencia e intensidad de la rumia constituyen valiosos parámetros para determinar la salud de los rumiantes y aportan información sobre la actividad motora del rumen. Por lo general cualquier interrupción prolongada de la rumia es un signo de enfermedad local o generalizada (17).

- Eructo: La descarga de los gases producidos en los procesos fermentativos dentro del rumen es vital para los rumiantes, ya que aproximadamente el 75% estos gases se eliminan por el eructo. El eructo puede ser inhibido parcial o totalmente por obstrucciones esofágicas o alteraciones en la motilidad gástrica ya que el gas se acumula (17).
- Defecación: Las heces están formadas por agua, alimento parcialmente digerido, pigmentos biliares, sales y microorganismos; para la valoración del estado funcional del sistema digestivo se debe tomar en cuenta la frecuencia, la postura adoptada y las características del excremento (17):
 - Postura: los caprinos elevan la cola y arquean ligeramente el dorso antes de defecar y normalmente pueden defecar mientras caminan.
 - Frecuencia: la frecuencia de la defecación está relacionada con la naturaleza del alimento, pero en general los rumiantes defecan de 10 a 12 veces al día.
 - Características del excremento: las heces las podemos evaluar dependiendo su consistencia, que pueden ser muy duras y secas debido a la falta de consumo de agua, blandas, líquidas o pastosas.

El olor depende mucho del alimento consumido, pero por lo general en los rumiantes no suele ser tan desagradable como en los carnívoros o los omnívoros.

La presencia de sustancias extrañas como son la sangre, el moco, grasa, parásitos y objetos no alimenticios pueden alterar el olor, el color y hasta la consistencia de las heces, que nos puedan indicar que los animales tienen alguna patología en tracto digestivo. Algunos términos clínicos que se utilizan para identificar sustancias extrañas en las heces son las siguientes (17,19):

- **Melena:** Es la presencia de sangre visible en las heces. Cuando la sangre está semidigerida, el excremento adquiere un color oscuro y alquitranado, lo cual indica que la sangre proviene de la parte alta del aparato digestivo.
- **Mixorrea:** Cantidades excesivas de moco en las heces, que pueden ser ocasionadas por inflamación y traumatismos en mucosa intestinal.
- **Esteatorrea:** Gran cantidad de grasa en las heces, la cual le da aspecto de cera, puede ser causado por mal funcionamiento pancreático o hepático.

4.3.9 Glándula Mamaria

La ubre de la cabra está formada por dos glándulas o medios funcionalmente independientes. Cada medio tiene un pezón con un solo orificio; esto es de importancia clínica, ya que en ocasiones pueden llegar a presentar pezones supernumerarios, lo que puede ocasionar problemas de mastitis o dificultad en el ordeño, por lo cual es importante detectarlos durante el examen físico en esta región y establecer así estrategias para su eliminación a nivel individual y disminuir la presencia del problema en el rebaño.

La evaluación de las glándulas mamarias en la hembra se realiza mediante la inspección y la palpación.

Inspección: se debe llevar a cabo desde todos los ángulos posibles siempre que se pueda, para determinar su tamaño, simetría, integridad, posición, forma y coloración. El tamaño en ocasiones es afectado por algún proceso inflamatorio, la integridad puede estar afectada por alguna lesión o herida, la posición y forma tiene que ver con la simetría que hay en cada medio y entre sus pezones. En la hembra especializada en producción de leche, la forma ideal de la glándula mamaria es globosa con los pezones cilíndricos

Palpación: se inicia de la punta de los pezones hacia arriba. Con este método exploratorio se detecta la temperatura local, consistencia, textura y sensibilidad del órgano. La temperatura, consistencia y textura suelen alterarse en procesos inflamatorios. Las reacciones dolorosas a la palpación son signos de inflamación o traumatismos (17,20).

Una vez realizada la evaluación se puede complementar con el examen macroscópico de la leche y realizar pruebas de diagnóstico de mastitis en caso de ser necesario (15,16).

4.3.10 Extremidades

Las estructuras básicas que constituyen a las extremidades son los músculos, huesos, articulaciones y pezuñas con la finalidad de sustentar el cuerpo del animal y desplazarlo. Al llevar acabo la exploración, de debe observar detenidamente la

posición, actitud y los movimientos del animal al levantarse, al echarse y durante la marcha.

Las técnicas que se utilizan para la evaluación de las extremidades son la inspección y la palpación. Además es importante recalcar que la inspección debe realizarse en estática y en dinámica. Se debe inspeccionar y palpar la consistencia, volumen, calor, sensibilidad, movilidad o en ocasiones las posibles crepitaciones de las articulaciones (15,16).

- En estática: se inspecciona desde que el caprino está echado hasta que se pone de pie. La posición normal en que los caprinos se echan es decúbito lateral, con los miembros anteriores doblados y los posteriores pueden o no estar extendidos. Normalmente cuando un animal se encuentra sano, se levantara inmediatamente si nos acercamos a él, en caso contrario se quedarán postrados o el levantarse les será complicado o con signos asociados con dolor. Los movimientos para levantarse se realizan de la siguiente manera: apoyan las articulaciones de los miembros anteriores en el suelo, una vez hecho levantan los miembros posteriores totalmente e impulsan los miembros anteriores hasta extenderlos por completo.

Una vez que el animal está de pie, se debe revisar las siguientes estructuras (20):

- Huesos: palpar todos los huesos de los cuatro miembros para descartar cualquier anormalidad en el contorno, en la forma y en la consistencia de cada hueso.

- Articulaciones: considerar la forma, tamaño, aumento de líquido sinovial, aumento de sensibilidad, presencia de dolor o falta de movilidad. La inflamación de las articulaciones se pueden deber a traumatismos o procesos patológicos.
 - Pezuñas: considerar que no haya presencia de alguna mal formación, mal olor, dolor o aumento de tamaño. También es conveniente inspeccionar los espacios interdigitales en busca de vesículas, abscesos o laceraciones provocadas por objetos punzocortantes. Es conveniente recomendar, si es necesario, un programa regular de recorte de pezuñas para evitar posibles claudicaciones o lesiones debido al exceso crecimiento de las mismas.
- En dinámica: se debe observar al caprino caminar para verificar si existe algún problema o alteración en la marcha. Existen dos tipos de claudicación que se pueden ver (20):
- La de apoyo que se manifiesta cuando la extremidad afectada se apoya en el suelo y el peso del caprino se apoya sobre ella, existe la presencia de dolor y el caprino al sentir esto, disminuye el tiempo de contacto de éste con el piso, moviendo más rápido el miembro del lado opuesto.
 - La de elevación, en que el dolor se manifiesta al adelantar la extremidad afectada cuando el animal pasa obstáculos o piso

inclinado; ésta se reconoce con facilidad si el miembro afectado va hacia fuera

En la Figura 48 se delimitan las regiones en el cuerpo del caprino.

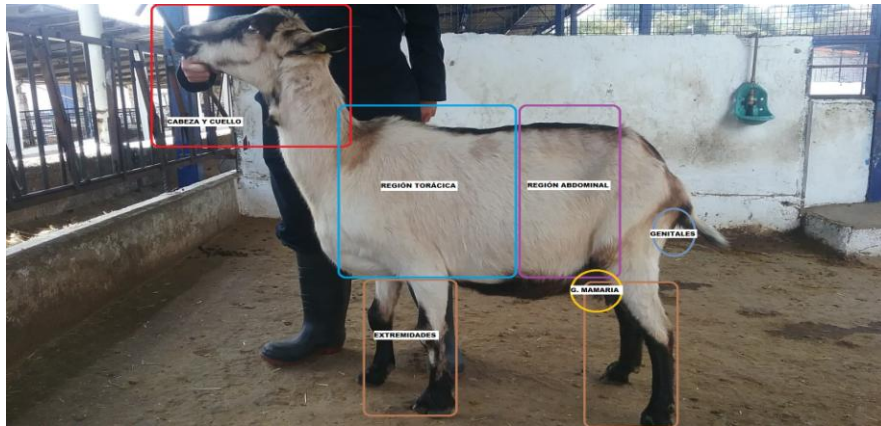


Figura 48. Regiones en el caprino.

5. TOMA Y ENVÍO DE MUESTRAS

5.1 Introducción

Para establecer un diagnóstico más preciso, los médicos veterinarios zootecnistas se apoyan frecuentemente en un laboratorio clínico para poder emitir resultado definitivo, sin embargo muchas de las ocasiones se comenten errores al tomar o al envío de las muestras para ser procesadas. Los objetivos de la toma y envío de muestras de una producción pueden ser distintos:

- Evaluar de manera oportuna las medidas de bioseguridad, manejo, nutrición y sanidad del rebaño.
- Determinar el estatus sanitario del rebaño.
- Detectar problemas sanitarios subclínicos.

- Evaluar la eficacia de los programas de inmunización.
- Cumplir con las campañas zoonosanitarias.

Por este motivo se deben tomar en cuenta varios puntos importantes para enviar las muestras y que se obtenga un diagnóstico definitivo correcto y confiable:

1. Tamaño de la muestra.
2. Selección de la muestra adecuada y su envío
3. Solicitud de la técnica diagnóstica e interpretación de los resultados.

Además, es importante que se realice una anamnesis y evaluación clínica adecuadas para que se pueda relacionar de manera más precisa los resultados obtenidos con los antecedentes del o de los pacientes.

Uno de los grandes problemas al enviar muestras a un laboratorio de diagnóstico es que la mayoría de las veces no se tiene un diagnóstico presuntivo previo (pocos son los médicos que lo envían) y por otro lado, en muchas ocasiones hay un desconocimiento de las pruebas del laboratorio posibles a realizar y accesibles al MVZ y al rebaño y otras veces no se sabe cómo aprovechar esas herramientas .

(28)

5.2 Toma de muestra sanguínea

Se debe realizar asepsia en sentido contrario al crecimiento del pelo del animal y en forma circular del centro hacia la periferia con torundas con alcohol o yodo. No tocar el lugar de punción con los dedos, utilizar aguja y jeringa estériles. Existen dos métodos por los cuales se puede obtener la muestra: se puede utilizar el

sistema de tubos al vacío directamente, que por ser un sistema cerrado presta mayor garantía en cuanto a asepsia y preservación de las muestras, y también mediante la utilización de una jeringa. Para tomar la muestra se debe levantar ligeramente la cabeza y girarla hacia alguno de los lados para poder ubicar alguno de los canales yugulares y aplicar presión para que se pueda exponer la vena adecuadamente, se debe colocar la aguja con una inclinación de 15 a 20° con el bisel hacia arriba. En el caso de tomar la muestra por medio de un tubo al vacío se debe conectar la aguja a un adaptador para que se introduzca el tubo con precaución; ya obtenida la muestra se retira el tubo y después el adaptador junto con la aguja; e inmediatamente se aplica presión en la zona para ayudar a la hemostasis. Para tomar la muestra en la jeringa se sigue el mismo procedimiento, solo que en este caso se jala el émbolo hasta la cantidad requerida, se retira la aguja y se presiona; ya por último se transfiere la sangre a un tubo. Para ambas opciones de toma de la muestra, es necesario homogenizar la sangre con el anticoagulante, si es el caso, para evitar la formación de coágulos.

El material que se emplea para realizar esta práctica consiste en tubos al vacío del color de elección dependiendo de la prueba de laboratorio a solicitarse, aguja para tubo al vacío con calibre 20- 22 (amarilla, verde y negra), adaptador para el mismo y torundas con alcohol, o bien jeringa de 5 o 10 ml con aguja del mismo calibre.(28,29,30).

En la Figura 49 se muestran los materiales que se pueden emplear para la toma de muestras.

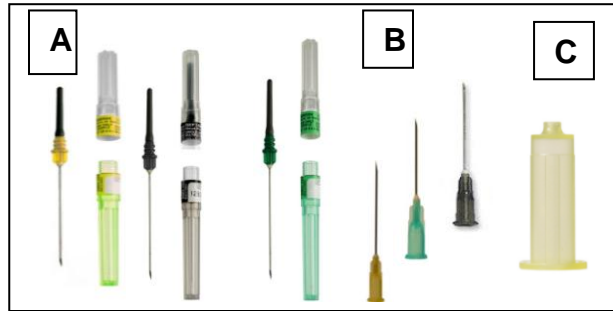


Figura 50. Material para muestra de sanguínea. A) Aguja para toma de muestra en tubo al vacío, B) Aguja hipodérmica y C) Adaptador para tubo al vacío

En la Figura 50 se muestra el material utilizado para la toma de la muestra.



Figura 50. Material para muestra de sanguínea.

En la figura 51 se muestra la técnica para la toma de la muestra.

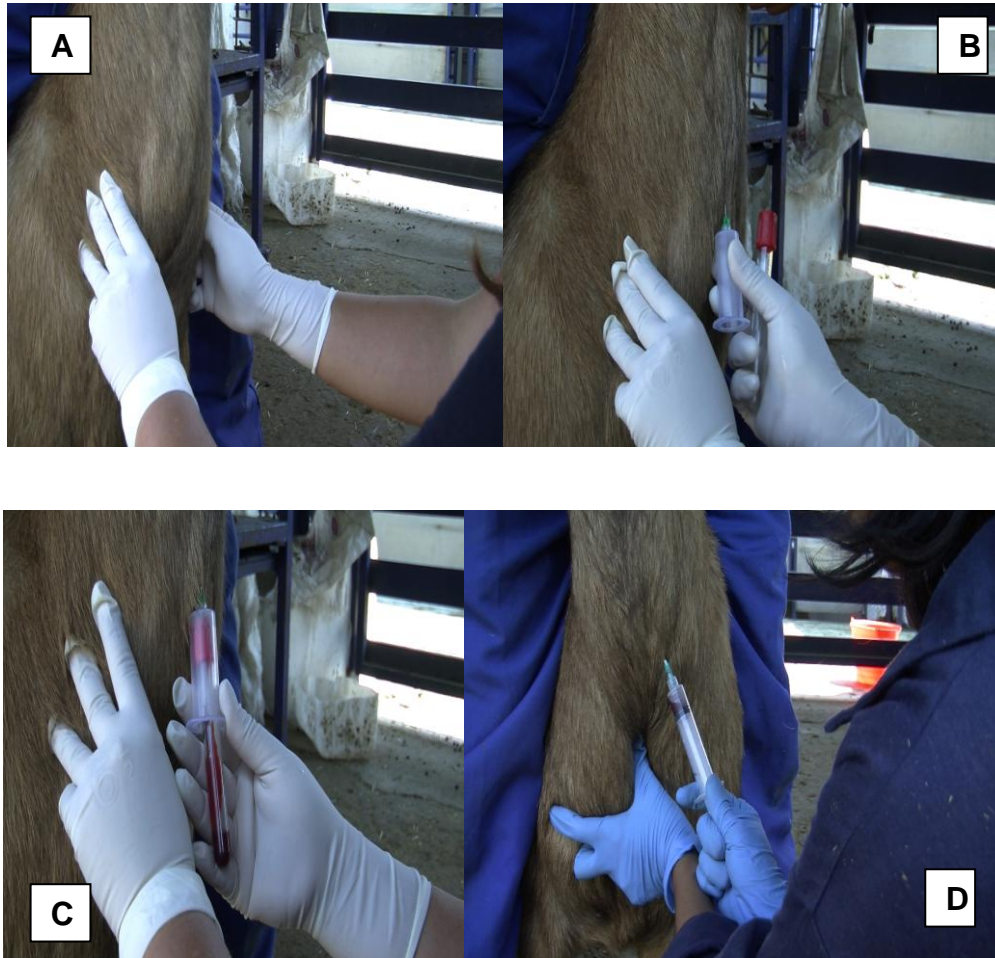


Figura 50. Técnica para muestreo sanguíneo. A) Exposición de la vena yugular, B) Introducción de la aguja y adaptador para tubo al vacío, C) Introducción y toma de la muestra con tubo al vacío y D) Toma de la muestra con jeringa.

5.2.1 Tipo de tubos al vacío que se pueden emplear para tomar la muestra

Los tubos al vacío que se pueden utilizar son diversos y son para pruebas diferentes (29,30):

- Tapón color rojo (sin anticoagulante): para pruebas que requieren sangre coagulada; química clínica empleada para medir los niveles de los componentes en la sangre como : la glucosa, electrolitos, proteínas y

lípidos y serología que básicamente es para detectar anticuerpos en el organismos.

- Tapón color lavanda (EDTA; ácido etilendiaminotetracético): cuando se requiere sangre completa para pruebas hematológicas, ya que se conserva la morfología y el volumen celular, además de no interferir en la coloración de las células.
- Tapón color verde (heparina): para realizar perfiles bioquímicos y medición de gases sanguíneos.
- Tapón color azul (citrato de sodio al 3.2%): se recomienda para la determinación de tiempos de coagulación.

En la Figura 52 se pueden observar muestras de los tubos.



Figura 52. Tubos al vacío. (Página web: laboratorio clínico)

5.2.2 Envío de la muestra.

La muestra sanguínea se debe enviar refrigerada a 4°C al laboratorio con refrigerantes o con hielo dentro de de las 24 primeras horas a partir de su extracción; se debe cuidar que los tubos no estén en contacto directo con el

refrigerante y proteger los tubos de los golpes. Después de la punción el tubo debe quedar seco, limpio y libre de sangre, ya que la humedad y la materia orgánica favorecen alguna contaminación. La sangre no se debe congelar.

Dentro de los problemas más comunes cuando una muestra llega al laboratorio es que no va bien identificada o llega con hemólisis (28,29,30).

Una correcta identificación de la muestra para su envío al laboratorio debe ir con los siguientes datos:

- Identificación del animal (número de arete o nombre)
- Especie, raza, edad y género del animal.
- Fecha y hora de la colección.
- Nombre del propietario o de la producción
- Número de muestra en caso necesario

A lo anterior se debe anexar información relacionada con la anamnesis, la prueba que se solicita realizar a la muestra, observaciones y de manera muy importante, el diagnóstico presuntivo.

5.3 Toma de muestra de heces.

La toma y envío de la muestra de heces de un animal tiene como objetivo poder identificar si hay cargas parasitarias altas dentro de la producción, ya sean

parásitos gastrointestinales como pulmonares y una vez identificados, prescribir y administrar el mejor tratamiento para cada caso.

Una vez inmovilizado el animal, por el método de sujeción por la barbilla como se realizó para la toma de la muestra sanguínea, se procede a la colecta de heces directamente del recto del animal, aproximadamente de 20- 40 gramos por caprino, evitando la contaminación que pueda alterar el diagnóstico en el laboratorio; para esto se usa el guante de palpación o de látex, siendo otra opción una bolsa de polietileno. Para obtener la muestra se estimula el ano de la cabra con un ligero masaje para provocar la defecación. Si esto no funciona, se debe introducir, previamente lubricado con agua o aceite mineral, el dedo índice y con mucho cuidado se buscan las heces sin lastimar al animal. Una vez obtenida la muestra, es conveniente cerrar la bolsa, ya sea anudándola o amarrándola con un hilo (28,32).

En la Figura 53 se muestra el material y la técnica para la toma de la muestra.

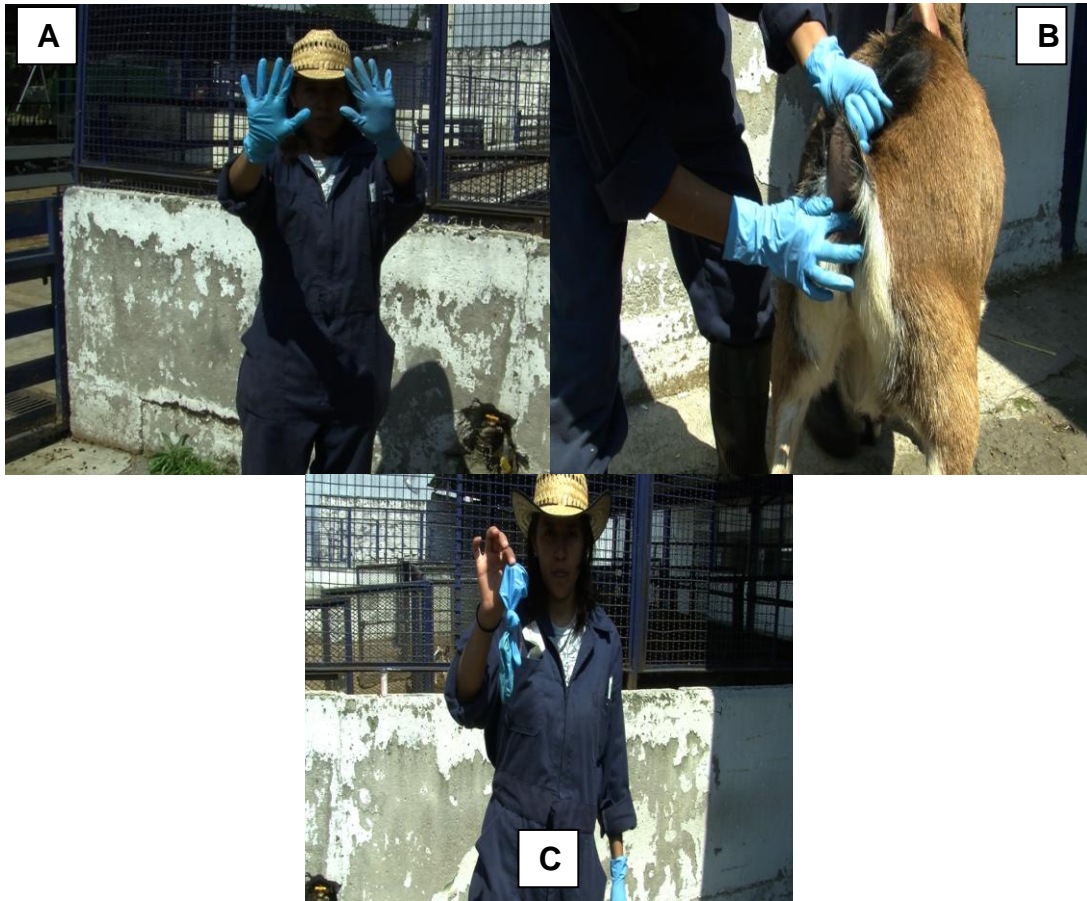


Figura 53. Toma de muestra de heces. A) Guantes de latex para la muestra, B) Introducción de los dedos previamente lubricados, C) Muestra obtenida.

5.3.1 Envío de la muestra.

La muestra se envía en refrigeración a 4°C al laboratorio con refrigerantes o con hielo, debidamente identificada como se explica en el punto 5.2.2 (28,32).

5.4 Toma de muestra de orina.

La colección de una muestra de orina se puede llevar a cabo mediante diferentes métodos: micción espontánea, micción inducida y cateterización. La cistocentesis no es una técnica que se utilice en la especie ya que se corre el riesgo de puncionar el rumen. Es importante saber el método de recolección de la muestra para poder realizar una adecuada interpretación de los resultados.

- Micción inducida: se debe realizar dando un masaje en el abdomen, considerando que no es conveniente tomar la primera parte del chorro ya que puede estar contaminado con bacterias, restos celulares y heces. Siendo así lo más recomendable tomar la muestra después del primer chorro que sale.
- Cateterización: se deben limpiar bien los genitales externos, introducir cuidadosamente el catéter por vía uretral. Se ha de mantener la esterilidad de la muestra y evitar lastimar las vías urinarias. Al final del catéter se coloca una jeringuilla estéril y se recoge la orina por aspiración suave (28,29,30).

En la Figura 54 se muestra el material y la toma de orina por método de cateterización.



Figura 54. Material y muestreo de orina por cateterización. A) Material: guantes, recipiente hermético y catéter pequeño y B) Introducción del catéter vía uretral.

5 4.1 Envío de la muestra.

La muestra se debe enviar en un recipiente limpio y hermético para evitar que se derrame durante su transporte, además se debe proteger del contacto con la luz. Si se va procesar la muestra después de 4 horas se debe refrigerar pero nunca congelar (30).

5.5 Toma de muestra de leche.

Las muestras de leche deben ser tomadas de animales que preferentemente no hayan recibido tratamiento con antimicrobianos al menos 15 días anteriores, esto con el fin de no interferir con los resultados. Para tomar la muestra se deben seguir los siguientes pasos: se debe lavar colocando jabón el pezón del medio de donde se tomara la muestra, se retira el jabón con una toalla de papel y posteriormente se enjuaga con agua limpia; se seca el pezón de igual forma con una toalla, y por último con una solución de alcohol al 70% impregnada en un algodón desinfectar los pezones y permitir secar 2 minutos previos al muestreo (recordar que también se debe lavar y desinfectar las manos la persona que tomara la muestra). Terminada esta parte se eliminarán los dos primeros chorros de leche antes de tomar la muestra y como siguiente paso ordeñar en un recipiente estéril sin tocar sus bordes de 3- 10 mL . Una vez que se termino de tomar la muestra se debe colocar el sellador en los pezones para cerrar el esfínter y prevenir la entrada de cualquier agente que nos pueda causar una infección proveniente del ambiente. Identificar la muestra correctamente y mantenerla refrigerada hasta la llegada al laboratorio (32)

En la figura 55 se muestra el material para poder obtener la muestra de leche.



Figura 55. Toma de muestra de leche. A) Material: Jabón, torundas con alcohol, recipiente hermético, toallitas de papel y sellador y B) Toma de la muestra.

5.5.1 Envío de la muestra.

Las muestras de leche deben ser recolectadas en envases estériles y herméticos para evitar igual que en la muestra de orina que haya fugas y enviarse refrigeradas al laboratorio en el menor tiempo posible (32).

5.6 Toma de muestra de líquido ruminal.

Para la muestra de líquido ruminal se requiere una sonda la cual debe ser una manguera de media pulgada preferentemente transparente para observar mejor el paso del líquido, un tubo al vacío o recipiente para depositar la muestra. La manguera debe tener los bordes romos en el extremo que se introducirá para evitar dañar algún tejido; antes de introducirla se debe marcar, es decir que por la parte externa del animal, se coloca la punta de la manguera que se va a introducir encima de la boca y de ahí se hace el trayecto correspondiente al sistema digestivo hasta el rumen, donde se colocara la marca para señalar hasta donde se introducirá la sonda.

Después se introducirá por la boca previamente lubricada y verificando siempre que esté en el esófago; una vez que se llegó a la marca del extremo que se tiene afuera se puede utilizar una bomba para jalar el líquido y bien con la boca. Para retirar la sonda se dobla el extremo que tenemos en las manos para evitar dejar residuos durante el retiro de ésta, y de una sola intención la jalamos hacia abajo. (28,31,33)

5.6.1 Envío de la muestra.

La muestra de líquido ruminal por lo general se evalúa al momento (31,32).

En la Figura 56 se muestra el material y la marcación de la sonda.



Figura 56. Toma de muestra de líquido ruminal. A) Material: son y recipiente y B) Marcación de la manguera.

Recuerda siempre identificar las muestras. En la figura 57 se muestran algunos ejemplos.



Figura 57. Muestras identificadas. A) Identificación muestra de leche y B) Identificación muestra de sangre.

6. APLICACIÓN DE FÁRMACOS

6.1 Introducción

Para el médico veterinario es de suma importancia detectar cuando un animal está enfermo. Entre más rápido se identifique la causa, más pronto se comenzará el tratamiento indicado. Cuando se ha establecido un diagnóstico presuntivo, el siguiente paso a seguir es establecer el diagnóstico definitivo para poder prescribir el tratamiento adecuado y de esta forma mejorar el bienestar del animal, logrando la reincorporación a la producción o cualquiera que sea su fin zootécnico. A partir de la condición clínica del paciente, se debe establecer la vía de administración del o de los fármacos más adecuada para recuperar lo más pronto posible el

estado de salud del animal. Existen diferentes vías de administración empleadas en caprinos, las cuales se clasifican en dos grupos: la parenteral, que evita el acceso a las vías gastrointestinales y que incluye la aplicación intravenosa, intramuscular, subcutánea, oftálmica, tópica y la enteral que es aquella donde se absorbe o deposita el fármaco en de la vía digestiva o entérica a través de su administración por vía oral. Para la aplicación de cada una de estas vías se debe manejar y sujetar con precaución al caprino, con el objeto de evitar lesionar al animal o a la persona que administra el fármaco (34,35,36).

- Para las vías de administración muscular, intravenosa y subcutánea el material que se utiliza es: jeringa (3ml, 5ml, o 10ml, dependiendo de la dosis), agujas hipodérmicas (20G amarilla, 21G verde y 22G negra), torundas de alcohol y el fármaco (33,36).

En la Figura 58 se muestran el material para aplicación de fármacos.



Figura 58. Material para aplicación de fármacos. A) Agujas hipodérmicas y B) Jeringas.

En la figura 59 se muestran las zonas de aplicación de fármacos.

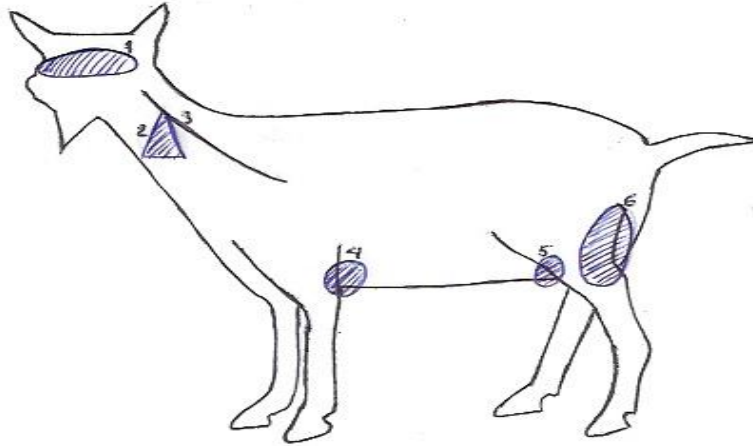


Figura 59. Zonas de aplicación de fármacos, 1) oftálmica, 2) IM tabla del cuello, 3) IV, 4) Y 5) SC Y 6) IM pierna.

6.2 Técnica para la aplicación vía oral (VO, PO)

Es la más antigua de las vías utilizadas, más segura, económica y con frecuencia la más conveniente. En ella la absorción se realiza a través de la mucosa del aparato digestivo. Esta vía permite administrar medicamentos a través de la boca del animal, como pastillas, jarabes, tabletas, cápsulas, emulsiones o polvos que se disuelven con agua, los cuales se pueden administrar con jeringas o botellas (de preferencia de vidrio). Algunas de las ventajas de esta vía es que es más económica, es más segura la aplicación y sus desventajas es que su absorción puede que se retarde de 30 a 60 minutos, que pueda haber una inactivación metabólica, la palatabilidad, y su poca eficacia en casos de emergencia(35,36).

Para la administración de un fármaco por esta vía se sujeta al animal de la barbilla, levantándole la cabeza para colocarla en posición horizontal y ligeramente levantarle la cabeza para evitar broncoaspiración; posteriormente colocar los

dedos en la diastema del animal para poder abrirle la boca e introducir la jeringa o botella con el fármaco o sustancia que se indicó en el tratamiento; si el manejo lo realiza solo una persona lo recomendable es tener al caprino entre las piernas. Se tiene que evitar que la cabra muerda o rompa el material con el que se le está administrando el fármaco, y de igual forma evitar que se derrame lateralmente, verificando que el animal esté deglutiendo el fármaco(32). En la Figura 60 se muestra la aplicación de fármacos vía oral.



Figura 60. Aplicación vía oral. (Pág. Werb: Biodiversidad mexicana)

Las limitantes de esta vía consisten en que se genera una gran variabilidad en la respuesta clínica dentro de un mismo lote de animales. Es importante considerar que los animales enfermos comen y beben menos que un animal sano, lo cual limita el aplicar dosis homogéneas y adecuadas. (32.36)

6.3 Técnica para la aplicación vía tópica.

Consiste la administración de fármacos directamente en la piel del animal y que pueden presentarse en forma de pomadas, aerosoles, líquidos o polvos. Para su administración se sujeta al caprino de la barbilla, se le levanta la cabeza para

evitar que se mueva, se localiza la región afectada donde se aplicará el fármaco, esto último para dejar libre esa parte y poder aplicar el medicamento. También se puede colocar al animal contra alguna pared, si se tiene cerca, para poder apoyarse ahí y facilitar la administración (33,35).

En la figura 61 se muestra la aplicación tópica con medicamento en aerosol.



Figura 61. Aplicación vía tópica. A) Y B) Administración de cicatrizante en abdomen.

6.4 Técnica para la aplicación vía intramuscular (IM).

Es la vía en la que el fármaco se administra en el tejido muscular, donde la velocidad de absorción del medicamento está determinada principalmente por la vascularización del sitio de inyección. A menudo se selecciona esta vía porque el sistema digestivo está alterado o el medicamento no se puede administrar de forma oral (36).

Algunas ventajas de la administración de fármacos por esta vía consisten en que se pueden administrar volúmenes relativamente grandes, el ejercicio acelera la absorción por estimulación de la circulación local, se han desarrollado formas de dosificación que permiten la liberación prolongada y constantes del fármaco

(penicilina procaínica), la presencia de un vasoconstrictor puede disminuir la absorción de un anestésico local y aumentar notablemente la duración de su efecto. Como principales desventajas se consideran que hay dolor en el sitio de la inyección y que no todos los fármacos se hallan disponibles por completo a nivel sistémico. Por medio de esta vía se pueden administrar fármacos como antibióticos (penicilina, cefalosporinas, quinolonas, macrólidos), tranquilizantes y anestésicos (lidocaína y xilacina), analgésicos (tramadol y meloxicam), entre otros.

Para la realización de la aplicación de medicamentos por la vía intramuscular se sujeta al caprino por la barbilla o el cuello. La zona donde se puede inyectar es en la parte media de la tabla del cuello (músculo cleido-occipital) y para localizarla se forma un triángulo debajo de la columna vertebral (debajo el ligamento de la nuca), trazado a lo largo y por encima de la línea del surco yugular, ubicado en el medio del cuello y hasta llegar a la punta del hombro. Podemos inclinar unos 10° la jeringa (35,36)

En la Figura 62 se muestra la aplicación en la tabla del cuello.



Figura 62. Aplicación vía intramuscular tabla del cuello. A) y B) Administración de antibiótico.

Otra zona para aplicación intramuscular es en las piernas en los músculos bíceps femoral o en el semimembranoso y semitendinoso. Se sujeta al animal y con la mano que no usaremos para la aplicación levantamos los músculos para exponerlos mejor, con el bisel hacia arriba introducimos la aguja con una inclinación de aproximadamente 10 a 15°. En la figura 63 se muestra el ejemplo de la técnica.



Figura 63. Aplicación vía intramuscular en la pierna. A) Administración de solución salina fisiológica y B) Administración de antibiótico.

Una vez localizada la zona de aplicación se introduce la aguja de la parte inferior del músculo en paralelo a los nervios para evitar dañarlos, en el caso de los músculos en la tabla del cuello se puede dirigir la aguja recta con el bisel hacia arriba, se jala el embolo para verificar que no estemos en algún vaso sanguíneo si hay presencia de sangre se saca un poco la aguja y se redirige, una vez verificado se introduce poco a poco el fármaco, se retira la aguja y se realiza presión en la zona para ayudar a la hemostasis (36).

6.5 Técnica para aplicación vía subcutánea (SC).

La aplicación de un medicamento en el tejido conectivo subcutáneo es un método muy utilizado para el suministro de fármacos con volúmenes variables y debe evitarse aplicar aquéllos que sean muy irritantes. La absorción es similar a la del músculo en reposo y el inicio de los efectos puede llegar a ser comparable. Otra modalidad de esta administración es la implantación, a través de la cual se pueden insertar medicamentos comprimidos en gránulos (pellets). Con este método se han suministrado con éxito testosterona, progestágenos y hormonas que estimulan el crecimiento en los animales. Las ventajas de esta vía son que al igual que la administración intramuscular, se puede retardar la absorción al reducir el flujo sanguíneo, ya sea presionando o enfriando el área, y que permite administrar medicamentos de diversas viscosidades. La principal desventaja es que no se pueden administrar soluciones irritantes con el objeto de evitar protuberancias, inflamación, endurecimiento o infección en la zona de aplicación.

Los fármacos que se pueden aplicar por esta vía son frecuentemente algunos desparasitantes, vitaminas e implantes (34.35).

La aplicación por esta vía suele realizarse en la zona donde la piel es más laxa, que en caso de los caprinos es debajo del codo y la rodilla. Con los dedos se levanta la piel para que se forme un triángulo y en el espacio que se forma entre aquella y el cuerpo del animal, se introduce la aguja en un ángulo de 15 o 20° con el bisel hacia arriba y se empieza a infiltrar lentamente el medicamento; al terminar se extrae la aguja con precaución y se presiona el área para ayudar a que no salga el fármaco. (36) En la Figura 64 se muestra la técnica de aplicación subcutánea.



Figura 64. Aplicación vía subcutánea. A) Administración solución salina fisiológica debajo de codo y B) Administración de solución salina fisiológica debajo de rodilla.

6.6 Técnica para aplicación vía intravenosa (IV).

Por esta vía, la administración de los fármacos se realiza directamente al torrente sanguíneo, mediante la inyección a través de una jeringa o una venoclisis. Sus ventajas radican en que es de gran utilidad cuando se desean efectos inmediatos, concentraciones sanguíneas exactas o elevadas. Las desventajas que se pueden tener con esta vía de administración son los posibles efectos tóxicos o indeseables inmediatamente, la respuesta anafiláctica, hiperpirexia por patógenos en el producto inyectado, debido al mal manejo antiséptico, así como la formación de hematomas. Algunos de los fármacos que se pueden introducir a los animales por medio de esta vía son antibióticos, anestésicos y tranquilizantes (lidocaína y xilacina) y también se puede administrar soluciones isotónicas para tratamiento contra la deshidratación (34,35).

La administración de fármacos por esta vía se realiza frecuentemente por la vena yugular, sujetando al animal, levantando su cabeza de la barbilla y girándola hacia alguno de los lados para poder ubicar alguno de los canales yugulares y aplicar presión para que se pueda exponer la vena adecuadamente. Se debe realizar

asepsia en sentido contrario al crecimiento del pelo del animal y en forma circular del centro hacia la periferia con torundas con alcohol o yodo. No se debe tocar el lugar de punción con los dedos y se debe utilizar aguja y jeringa estériles. Después de ubicar la vena, se introduce la aguja en un ángulo de 15 -20° con el bisel hacia arriba y para verificar si está dentro de la vena se jala el émbolo lentamente para ver si sale sangre; ya verificado que está la aguja dentro de la vena se comienza a administrar el medicamento. En caso de no estar en vena se debe retirar poco a poco la aguja y se redirige sin sacarla en su totalidad. Una vez administrado todo el fármaco, se retira la jeringa y se hace presión en el área de punción para ayudar a la hemostasis. En la Figura 65 se muestra la aplicación intravenosa (36).



Figura 65. Aplicación vía intravenosa. Administración de solución salina fisiológica en vena yugular.

6.7 Aplicación oftálmica

Se sujeta al caprino de la cabeza tratando de inmovilizarlo, una vez hecho esto con el dedo índice y pulgar separamos los párpados para poder aplicar el medicamento. De forma oftálmica podemos aplicar fármacos en forma de polvo,

gotas o ungüentos. En la Figura 66 se muestra la aplicación vía oftálmica con medicamento en gotas. (36)



Figura 66. Aplicación vía oftálmica. Administración de antibiótico en gotas.

6 .7 Manejo de Residuos.

Los residuos peligrosos son de alto riesgo sanitario en cualquier estado, ya sea por sus características corrosivas, reactivas, explosivas, inflamables, tóxicas o biológico-infecciosas Así mismo, el manejo que se les da después de emplearse puede ser un riesgo para el equilibrio ecológico, al ambiente y a la salud pública en general, por lo que es necesario determinar los criterios, procedimientos y listados que los identifiquen.

Dentro de las producciones pecuarias existe la generación de algunos de estos residuos, desde los patológicos, cultivos y cepas, no anatómicos (que no

provengan del animal como jeringas, pipetas, guantes), los punzocortantes (agujas, hoja de bisturí, navajas) y los líquidos contaminados y sangre.

En toda la Republica Mexicana está en vigor la norma NOM-087-ECOL-SSA1-2002 “Protección ambiental- Residuos peligrosos biológico-infecciosos – Clasificación y Especificación de Manejo”, en donde se enlistan las características de los residuos peligrosos, cómo clasificarlos y las especificaciones para su manejo. También existe la norma NOM-052-SEMARNAT-2005 que establece las características, el procedimiento de identificación, clasificación y los enlistados de los residuos peligrosos. Ambas normas son obligatorias, así que debe de darse seguimiento y aplicar todos los procedimientos de manejo y procesamiento de los residuos peligrosos (37).

Tipos de residuos peligrosos.

❖ Químico (Código CRETIB): hace referencia a las características de los residuos peligroso (37,38)

- C - Corrosivas
- R - Reactivas
- E - Explosivas
- T - Tóxicas
- I - Inflamables
- B - Biológicas-infecciosas

Dentro de esta clasificación, las que son de importancia médica son las biológicas-infecciosas, ya que son los residuos que se generan con mayor frecuencia en las producciones pecuarias y en los laboratorios de diagnóstico clínico veterinario, dentro de los cuales se encuentran (37,38):

- Patológicos: los tejidos, órganos y partes que se remueven durante las necropsias o que se hayan retirado en alguna intervención quirúrgica y que no se encuentren en formol.
- Cultivos y cepas: son los cultivos generados en los procedimientos de diagnóstico e investigación, así como los generados en la producción y control de agentes biológicos.
- No anatómicos: se encuentran los recipientes desechables, material de curación, pipetas, agujas, guantes y jeringas.
- Punzocortantes: son todos aquéllos que hayan tenido contacto con los animales durante el diagnóstico y tratamiento, únicamente navajas, agujas hipodérmicas, agujas de suturas, acupuntura y estiletes de catéter.
- Líquidos contaminados y sangre: la sangre y los componentes de ésta, sólo en su forma líquida, así como los derivados no comerciales y hemoderivados.

En la Figura 67 se muestra un cuadro demostrativo del manejo de los residuos peligrosos.

En la figura 68 se muestra las bolsas para residuos patológicos y no anatómicos.



Figura 68. Bolsa amarilla y roja

Los desechos que no incluyen ninguno de los anteriores siempre y cuando sea de origen inorgánico (basura común) van en los botes con bolsa color negro.

En la Figura 69 se muestra el bote con bolsa negra.



Figura 69. Bolsa negra.

En la Figura 70 se muestra el contenedor para punzocortantes.



Figura 70. Contenedor para punzo cortantes

Los movimientos de entrada y salida de residuos peligrosos deben quedar registrados en una bitácora (ubicada en el almacén) en la cual se debe indicar fecha, tipo de residuo generado y cantidad, departamento, nombre del generador, nombre de quien recibe y destino del residuo peligroso (aplica para punzocortantes y residuos químicos) (37,38).

Los residuos patológicos, no anatómicos y cultivos-cepas deben ser envasados y transportados al incinerador en contenedores adecuados, para su cremación, acompañados del formato de disposición de residuos peligrosos donde se especifica el tipo de residuo a incinerar, así como la cantidad en kg (38).

Es importante siempre realizar el manejo correcto de cada residuo peligroso que obtengas. En la Figura 71 se muestran todos los contenedores para el manejo de estos residuos.



Figura 71. Contenedores para residuos peligrosos.

7. CONCLUSIONES

La elaboración de este manual junto con los videos serán utilizados como una herramienta de apoyo y de aprendizaje para la formación de Médicos Veterinarios Zootecnistas o bien para cualquier profesionista de la medicina veterinaria que necesite mejorar ciertas técnicas clínicas, integrando sus conocimientos teóricos, sus metodologías y sus habilidades con la finalidad de realizar un abordaje clínico adecuado en la especie.

REALIZACIÓN DE LOS VIDEOS.

El trabajo se realizó en el Centro de Enseñanza Práctica e Investigación en Producción y Salud Animal (CEIPSA) de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la UNAM, ubicado el San Miguel Topilejo, Alcaldia. Tlalpan CDMX.

Se emplearon 12 cabras adultas de las razas Toggenburg, Saanen y Alpinas y 1 semental de la raza Alpina para hacer la toma de muestras, aplicación de fármacos y todas las fotografías presentadas en el trabajo.

Con base en el guión se realizó la grabación de todos los procedimientos, para posteriormente con el apoyo de la Coordinación de Multimedia, se realizó la edición final.

Como resultado de este trabajo se obtuvieron tres videos :

1) Introducción y Examen Físico General

Video que contiene las generalidades a considerar para evaluar a la producción (ambiente externo e instalaciones básicamente) y Examen Físico General que abarca la inspección física a distancia del rebaño así como de manera individual. Dentro de la parte de inspección individual se grabaron los aspectos más importantes a evaluar en un paciente: constantes fisiológicas, exploración de mucosas y linfonodos. La parte final de este video engloba todos los puntos anteriores pero de forma integral mostrando el examen físico general completo en un caprino.

2) Toma y envío de muestras

En este video se muestra una pequeña introducción al tema y enseguida se explican las técnicas de las principales tomas de muestras y su envío, que se realizan en la especie (sangre, heces, orina, leche y líquido ruminal). De

manera general al comienzo del video se especifica el material que se puede emplear para cada técnica.

3) Vías de administración y manejo de residuos

En este video se muestra una pequeña introducción al tema y en seguida se explican las técnicas de las principales vías de administración empleadas en la especie (oral, tópica, intramuscular, subcutánea, intravenosa y oftálmica). De manera general, al comienzo del video se especifica el material que se puede emplear para cada aplicación. La última parte se basa en el manejo básico de residuos peligrosos que se obtienen, tanto del muestreo como de la administración de fármacos basada en la norma oficial norma NOM-087-ECOL-SSA1-2002 “Protección ambiental-Residuos peligrosos biológico-infecciosos –Clasificación y Especificación de Manejo”.

8. BLIBLIOGRAFIA

- 1.- Ducoing WA. Introducción a la caprinocultura. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia/Amaltea. Archivo en PDF. Consultado Noviembre 2018. Disponible en:<http://amaltea.fmvz.unam.mx/textos/Introduccion%20a%20la%20caprinocultura%20PAPIME.pdf>
- 2.- Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura (FAO). Situación de La biodiversidad en el sector ganadero 2018. Disponible en: <http://www.fao.org/3/a1250s/a1250s01.pdf>
- 3.- Valadez AR. Introducción. En: La domesticación animal. Instituto de Investigaciones Antropológicas, UNAM. México 2003:15-17.
- 4.- Ducoing WA. Zootecnia de Caprinos. En: Trujillo OE, Editor. Introducción a la Zootecnia. FMVZ, UNAM, México 2012:129-141.
- 5.- Sisto BA. Etología Aplicada en los Caprinos. En: Galindo FM, Orihuela AT, editores. Etología Aplicada. FMVZ, UNAM. México 2004:147-160.
- 6.- Ducoing WA. Zootecnia en caprinos. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia/Amaltea. Archivo en PDF. Consultado Septiembre 2018. Disponible en: [http://www.fmvz.unam.mx/fmvz/p_estudios/apuntes_zoo/unidad %205 zootecniadecaprinos.pdf](http://www.fmvz.unam.mx/fmvz/p_estudios/apuntes_zoo/unidad%205_zootecniadecaprinos.pdf)
- 7.- Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura (FAO). 2017. Consultado septiembre 2018 Disponible en: <http://www.fao.org/faostat/es/#data/QA/visualize>

- 8.-Servicio de información agroalimentaria y pesquera (SIAP). 2018. Consultado Septiembre 2019. Disponible: <https://www.gob.mx/siap/acciones-y-programas/produccion-pecuaria>
9. Salinas H., Echeverria FC, Flores M J .Tecnologías en sistemas de producción. Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias (INIFAP). Disponible en: <http://biblioteca.inifap.gob.mx:8080/xmlui/bitstream/handle/123456789/1939/Tecnologia+en+sistemas+de+produccion+caprinos+en+el+simidesierto+de+zacatecas.pdf?sequence=1>
- 10.- Alonso PF. , Buntix DS., De Juan GL., Hernández CJ *et al.* Principios generales de zootecnia. En: Correa BA, Rodríguez MA, Ducoing WA, García HA, *et al.* Introducción a la Zootecnia. FMVZ, UNAM. México, 2012:15-26.
- 11.- Facultad de Ciencias Veterinarias. Introducción a la producción pecuaria. Archivo PDF. Disponible en: <http://www.vet.unicen.edu.ar/ActividadesCurriculares/Zootecnia/images/Documentos/2015/generalidades%20de%20la%20zootecnia.pdf>
- 12.- Pacheco. C. J, Gonzalez. P. R. Propedéutica clínica veterinaria. Compañía editorial continental, S.A de C.V. México, D.F. 1991.
- 13.- Sisto BA. Etología Aplicada en los Caprinos. En: Galindo FM, Orihuela AT, editores. Etología Aplicada. FMVZ, UNAM. México 2004:147-160.
- 14.- Welfare assessment protocol for goats (AWIN) Disponible en : <https://air.unimi.it/retrieve/handle/2434/269102/384790/AWINProtocolGoats.pdf>

15.- Pastor MJ. Manual de propedéutica y biopatología clínicas veterinarias. Editorial Limusa. Zaragoza, España. 2006

16.- Radostitis. O, Mayhew G. Examen y diagnóstico en veterinaria. Editorial Harcourt. Madrid, España. 2002.

17.- Cano J. Soberon MA. Metodología en bovinos ovinos y caprinos.

En: Jardón HS, Jiménez YA. Editores. Metodología Diagnóstica Veterinaria. FMVZ, UNAM. México, 2012:120-150.

18.- Sisto BA. Manual de prácticas de: comportamiento , manejo y bienestar animal. Caprinos. Disponible en:

http://www.fmvz.unam.mx/fmvz/principal/archivos/Manuales/2_comportamiento_%20ybienestar.pdf

19.-Gonzalez PM, Posadas ME, Olguín BA ,Reza GL. Manual de clínica propedéutica bovina. Editorial Limusa. México.1986

20. - Jackson PGG, CookroftT, PD. Clinical Examination of Farm Animal. Blackwell Publishing editorial. USA, 2002.

21. - Smith. MC, Sherman DM. Fundamentals of goat Practice. En: Goat Medicine 2da Edición. Editorial Wiley-Blackwell, USA, 2009:1-28.

22.- Popesko P. Atlas de anatomía topográfica de los animales domésticos. Tomo I Cabella y cuello. Ed. SALVAT. Barcelona.1990

23.-Ducoing WA. Dentición en el caprino. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia/Amaltea. Archivo en PDF. Disponible en:

<http://amaltea.fmvz.unam.mx/textos/Denticion%20de%20la%20cabra%20PAPIME.pdf>

24.-Cordero L., Salas JJ. Enfermedades de los animales domésticos. Capítulo I: La salud en los animales domésticos. Ed. Universidad estatal a distancia 2000:8-16.

25. Popesko P. Atlas de anatomía topográfica de los animales domésticos. Tomo II Tronco. Ed. SALVAT. Barcelona.1990

26- Palomares RG, Tórtora PJ. Enfermedades de la piel. En: Díaz AE Editor. Enfermedades de las cabras. INIFAP- FES Cuautitlan. México, 2015:189-208.

27. Matthews, JG. Enfermedades de la cabra. Editorial Acribia. USA. 2002

28.-Maristela PE, Spacagna JR, De Campos NA. Manual Veterinario de toma y envío de muestras. OPS/OMS. Disponible en :

iris.paho.org/xmlui/bitstream/handle/123456789/.../01016970MT13-spa.pdf?...1...

29.- Nuñez OL, Quiroz RG, Bouda J. Capítulo I Generalidades. En: Nuñez OL , Bouda J. Editores. Patología Clínica Veterinaria. FMVZ-UNAM, México, 2007:7-19.

30. Ramírez DG, Meza LB. Capitulo 2 Toma de muestra sanguínea. En Quiroz RG, Jardón HS. Editores. Manual de prácticas de Patología Clínica Veterinaria.FMVZ- UNAM. México, 2010:25-32.

31.-Bouda J. Obtención y evaluación de liquido ruminal. En: Quiroz RG, Jardón HS. Editores. Manual de prácticas de Patología Clínica Veterinaria.FMVZ- UNAM. México, 2010:143-148.

32.-Usedico (Universidad de Servicios de Diagnóstico y contatación). CEIEPAA-FMVZ-UNAM. Toma y envío de muestras al laboratorio. Disponible en: http://www.fmvz.unam.mx/fmvz/centros/ceiepaa/archivos/Envio_Muestras_Usedico.pdf

33.- Berumen AA. Luna PC. Oieda RN. Manual de prácticas de la asignatura de clínica de ovinos y caprinos. Universidad Juárez Autónoma de Tabasco. Disponible en:

<http://www.archivos.ujat.mx/2013/daca/manuales-LMVZ/F1132%20Manual%20de%20Practicas%20Clinica%20de%20Ovinos%20y%20Caprinos.pdf>

34.- Sumano H, Ocampo L. Parte I. Farmacología Veterinaria. 3ra edición. Editorial McGraw Hill. México, 2006:1-33.

35.- Pérez FR. Introducción a la Farmacología. Farmacología Veterinaria. Editorial Talleres Dirección de docencia. Chile, 2010:1-6.

36.- Gutierrez OL, Vargas ED, Ortiz MG. Manual de Laboratorio de Farmacología Veterinaria FMVZ-UNAM, 2008. Disponible en:

http://www.fmvz.unam.mx/fmvz/licenciatura/coepa/archivos/manuales_2013/Manual%20de%20Practicas%20de%20Farmacologia%20Veterinaria.pdf

37.- NORMA Oficial Mexicana NOM-087-ECOL-SSA1-2002, Protección ambiental - Salud ambiental - Residuos peligrosos biológico-infecciosos - Clasificación y especificaciones de manejo.

38.- CIMARPE, de la FMVZ-UNAM, disponible en:

fmvz.unam.mx/fmvz/secretarias/planeacion/cimarpe.html