

Este trabajo de graduación fue evaluado y aprobado por el honorable tribunal examinador designado por la Decanatura de la Facultad de Ciencia Animal, como requisito parcial para optar al título profesional de:

Médico Veterinario
En el grado de Licenciatura

Miembros del tribunal examinador:

Dra. Deleana Vanegas
Presidenta

Dr. Junior Chavarría
Secretario

Dr. Mauricio Silva
Vocal

Prólogo

El diagnóstico de una enfermedad depende de muchos factores, dentro de los cuales uno de los más relevantes es la experiencia del Médico Veterinario para evaluar al paciente, tomar y remitir la muestra representativa al laboratorio y la interpretación de los resultados emitidos, esto en conjunto permitirán escoger el tratamiento óptimo y la decisión correcta para evitar el sufrimiento de los animales.

El documento titulado “Toma, conservación y envío de muestras representativas al laboratorio de diagnóstico veterinario”, posee las técnicas y procedimientos para facilitar la toma, resguardo y envío de las mismas tanto para los estudiantes de medicina veterinaria, médicos veterinarios y cualquier otro profesional de las ciencias agropecuarias.

El manual posee un orden lógico y los elementos que permiten entender fácilmente lo planteado, las gráficas e imágenes demuestran que todas las técnicas no solamente son descritas si no que fueron realizadas por el Autor.

Considero el esfuerzo realizado por el Autor Daniela Tercero, permitirá el desarrollo de la medicina veterinaria en Nicaragua ya que promoverá el uso de la gama de exámenes complementarios disponibles tanto para animales de explotación como de compañía.

Dr. Omar Navarro Reyes

Índice de contenido

Dedicatoria	i
Agradecimientos	ii
Índice de cuadros	iii
Índice de fotografías	iv
Resumen	vi
Abstract	vii
Introducción.....	1
Objetivos	2
Capítulo I.....	5
Importancia de los exámenes complementarios	5
1.1 Exámenes de laboratorio que se realizan en Nicaragua	5
1.2 Efectos de los fármacos en los análisis de laboratorio.....	7
1.3. Análisis recomendados de acuerdo a signos clínicos presentes en el paciente	13
1.4. Muestras representativas de acuerdo a enfermedades	20
1.4.1. Descripción de pruebas diagnósticas según la OIE	26
Capítulo II.....	31
Importancia de la conservación y envío de muestras.....	31
2.1 Errores en la toma, conservación y envío de muestras	32
2.2 Conservación de las muestras.....	35
2.2.1 Consideraciones especiales para bacteriología.....	37
2.3 Envío de las muestras al laboratorio	37
Capítulo III.	41
Muestras hematológicas	41
3.1 Hematología	41
3.1.1 Grosor de agujas en dependencia de la especie.....	43
3.1.2 Recipientes	43

3.1.3	Anticoagulantes	45
3.1.4	Orden de toma para recolección de sangre venosa.....	48
3.1.5	Métodos de extracción de sangre.....	49
3.1.6	Sitios de extracción.....	51
3.1.7	Cantidad de muestras según el análisis requerido	60
3.1.8	Condiciones especiales para exámenes hematológicos	61
3.1.9	Consideraciones especiales para un frotis sanguíneo:	61
3.1.10	Consideraciones especiales de muestras al diagnosticar Hemoparásitos	62
3.1.11	Consideraciones especiales para el transporte de muestras hematológicas	63
3.1.12	Alteraciones en los resultados debido a errores en toma de muestra	64
3.2	Punción arterial y análisis de gases en sangre	65
3.3	Pruebas de coagulación	65
3.4	Bioquímica sanguínea	67
3.5	Serología	68
Capítulo IV.....		71
Muestras para urianálisis		71
4.1	Métodos de extracción de orina.....	72
4.1.1	Sondaje o cateterismo	73
4.1.2	Recolección en la micción	76
4.1.3	Cistocentesis.....	77
4.1.4	Recogida de muestra en veinticuatro horas.....	77
4.2.	Influencia del momento de recogida de la muestra sobre la composición de la orina	78
4.3.	Alteraciones en la muestra a causa del mal manejo y por efectos de fármacos	79
4.4	Alteraciones más comunes encontradas en las muestras de orina.....	82
Capítulo V		84
Muestras en piel y pelo		84
5.1	Toma de muestras cinta adhesiva	84

5.2	Raspado cutáneo profundo	85
5.3	Raspado cutáneo superficial	86
5.4	Toma de hisopados	87
Capítulo VI		90
Muestras del Aparato respiratorio.....		90
6.1	Hisopados faríngeos.....	90
6.2	Toracocentesis	91
6.3	Aspiración traqueal	92
Capítulo VII.....		95
Muestras del Tracto gastrointestinal		95
7.1	Muestras para identificación de parásitos gastrointestinales.....	95
7.1.1	Extracción de heces fecales.....	96
7.1.2	Hisopado rectal.....	98
7.1.3	Identificación de parásitos encontrados en heces fecales	99
7.2	Muestra de líquido ruminal	100
7.2.1	Extracción de líquido ruminal con sonda gástrica.....	100
7.2.2	Extracción de líquido ruminal por ruminocentesis.....	101
7.3	Muestra de líquido peritoneal.....	102
7.3.1	Abdominocentesis.....	102
Capítulo VIII		107
Muestras del aparato genital.....		107
8.1	Exudado vaginal	107
8.1.1	Hisopado vaginal	107
8.1.2	Lavado uterino.....	107
8.2	Lavado prepucial	108
8.3	Punción testicular.....	109
8.4	Espermograma	109

8.4.1	Estimulación mediante masaje	110
8.4.2	Método por electro eyaculación	112
8.4.3	Extracción de semen mediante Vagina Artificial	112
Capítulo IX.....		116
Muestras de leche.....		116
9.1	Muestra de leche a partir del cuarto mamario	117
9.2	Muestreo de la leche del tanque	118
Capítulo X		120
Muestras para histopatología		120
10.1	Muestra de tejidos.....	120
10.2	Toma de biopsias	127
10.2.1	Aspiración con aguja fina.....	128
10.3	Citología vaginal.....	128
Capítulo XI.....		131
Muestras especiales.....		131
11.1	Muestras en apicultura	131
11.1.1	Muestra de cría	131
11.1.2	Muestra para Nosema spp.	132
11.1.3	Muestra para Varroa spp y Acapirosis spp	133
11.1.4	Muestreo de miel	134
11.2	Muestras en camaronicultura.....	135
11.2.1	Muestra de agua.....	135
11.2.2	Fijación en solución Davidson	141
11.2.3	Toma de branquias y pleópodos	142
Capitulo XII.....		144
Muestras para determinar intoxicaciones alimentarias		144
12.1	Muestras de alimentos.....	144

12.1.1	Concentrado	144
12.1.2	Pasto	145
12.1.3	Bodega de alimentos	146
12.2	Muestras en animales	148
Apéndice 1. Métodos de sujeción		150
Apéndice 2. Materiales para la toma de muestra		155
Apéndice 3. Datos que proporcionan los resultados de exámenes de laboratorio		159
Glosario		165
Bibliografía		168

Dedicatoria

A Dios, porque todo logro viene de él y especialmente por hacer que lo imposible se haga posible.

A mis padres Clemente Tercero y Jenny Guerrero por haberme apoyado siempre, aun en los momentos más difíciles... los amo.

A mis hermanas Roberta y Martha por su ejemplo como excelentes profesionales y por contagiarme de sus deseos de superación.

A la persona que inspiró la redacción del documento.

A los profesores y demás personas que me ayudaron a construir mi formación universitaria.

Agradecimientos

A Dios y a mis padres por darme el don de la vida.

A mis hermanas por impulsarme a mejorar cada día.

A mis asesores, el profesor Omar Navarro por la paciencia y el tiempo que me dedicó en el proceso de redacción del documento y, la profesora Karla Ríos por su disposición a atender mis dudas y por su ayuda en pro de la creatividad del manual.

Al Laboratorio Clínico División Veterinaria por haberme permitido tomar fotografías de procedimientos de toma de muestra de los pacientes que acuden a ellos.

A los pacientes, modelos y fotógrafos(as) que brindaron su aporte para mejorar la calidad del documento.

A las personas que me facilitaron un poco de su experiencia, a través de ilustraciones.

A mis amigos (as) que me dieron ánimos hasta culminar el trabajo y por compartir los momentos de estrés conmigo. ☺

Índice de cuadros

Cuadro 1. Efectos de los fármacos en los resultados de análisis de laboratorio	7
Cuadro 2. Abreviaturas y acrónimos de pruebas diagnósticas	26
Cuadro 3. Pruebas de diagnóstico prescritas y de sustitución para las enfermedades de la lista de la OIE	27
Cuadro 4. Condiciones de almacenamiento y conservación de las muestras durante el transporte	36
Cuadro 5. Grosor de las agujas	43
Cuadro 6. Color de tapón del tubo, según el aditivo	43
Cuadro 7. Anticoagulantes	45
Cuadro 7. Orden de toma de muestra para la recolección de sangre venosa	48
Cuadro 8. ¿Qué debemos hacer si la sangre no fluye hacia el interior del tubo?	50
Cuadro 9. ¿Qué debemos hacer si el flujo de sangre se detiene durante la extracción?	50
Cuadro 10. Transporte de muestras hematológicas	63
Cuadro 11. Factores que pueden afectar las concentraciones sanguíneas de urea	67
Cuadro 12. Composición de la orina en dependencia del momento de recogida	78
Cuadro 13. Alteraciones en la muestra de orina	79
Cuadro 14. Alteraciones más comunes encontradas en muestras de orina	82
Cuadro 15. Alteraciones en el aspecto y consistencia de las heces	98
Cuadro 16. Uso de sonda gástrica	100
Cuadro 17. Uso de ruminocentesis	101
Cuadro 18. Alteraciones del líquido peritoneal	105
Cuadro 19. Parámetros para valorar la calidad del semen	114
Cuadro 20. Procedimiento de toma de agua, de acuerdo a análisis a solicitar	139
Cuadro 20. Conservantes de muestras de agua	140
Cuadro 21. Requisitos para toma de muestras para análisis químicos y bacteriológicos	140
Cuadro 22. Métodos de muestreo según superficie	146

Índice de fotografías

Fotografía 1. Mucosas pálidas	14
Fotografía 2. Diarrea verdosa. Ave	15
Fotografía 3. Vaca con sospecha de hipocalcemia	15
Fotografía 4. Vaca con 39° T.	16
Fotografía 5. Hematuria	16
Fotografía 6. Vaca con anorexia	17
Fotografía 7. Plasma icterico	17
Fotografía 8. Tortícolis en aves	18
Fotografía 9. Tortícolis en Bovino	18
Fotografía 10. Ave con descargas nasales y tos	19
Fotografía 11. Prueba de tuberculina	25
Fotografía 12. Identificación de la muestra	31
Fotografía 13. Embalaje de muestras	32
Fotografía 14. Hemólisis	32
Fotografía 15. Vaciamiento brusco de la sangre	33
Fotografía 16. Coagulo en muestra de sangre	33
Fotografía 17. Cantidad insuficiente de muestra.	34
Fotografía 18. Muestra desecada.	34
Fotografía 19. Gel refrigerante	35
Fotografía 20. Hielo en botella. Embalaje frio	35
Fotografía 21. Transporte de muestras de sangre	36
Fotografía 22. Laboratorio	38
Fotografía 23. Examen diferencial de células blancas	41
Fotografía 24. Dacriocitos	42
Fotografía 25. Plaquetas	42
Fotografía 26. Hemólisis	64
Fotografía 27. Plasma lipémico	65
Fotografía 28. Suero sanguíneo	68
Fotografía 29. Hematuria	71
Fotografía 30. Cristales de Fosfato triple en orina de una canino	72
Fotografía 31. Uso de bolsa recolectora de orina	76
Fotografía 32. Uso de bolsa recolectora de orina	76
Fotografía 33. Error en empaque de muestra	95
Fotografía 34. Espermatozoides en canino	111
Fotografía 35. Electro eyaculador	112
Fotografía 36. Equipo para toma de muestra de agua	137
Fotografía 37. Sujeción del perro en estación	150
Fotografía 38. Sujeción del perro	150
Fotografía 39. Sujeción del perro en decúbito lateral	151
Fotografía 40. Bozal en perros	151
Fotografía 41. Sujeción en cachorros	151
Fotografía 42. Gato con la cara cubierta	152
Fotografía 43. Sujeción del gato	152
Fotografía 44. Lazo con agarradero	152

Fotografía 45. Sujeción de cerdos 20kg	153
Fotografía 46. Sujeción del cerdo 45kg	153
Fotografía 47. Sujeción del equino con acial	153
Fotografía 48. Derribo del bovino	153
Fotografía 49. Derribo del ternero	154
Fotografía 50. Maneo de terneros	154
Fotografía 51. Aguja Vacutainer	155
Fotografía 52. Hoja de bisturí	155
Fotografía 53. Caja para transporte de láminas	155
Fotografía 54. Capilares	155
Fotografía 55. Depresor de lengua	155
Fotografía 56. Cubre objetos	155
Fotografía 57. Desecho de objetos punzantes	156
Fotografía 58. Especulo vaginal	156
Fotografía 59. Gradilla	156
Fotografía 60. Hisopos	156
Fotografía 61. Holder	156
Fotografía 62. Scalp	156
Fotografía 63. Placa de Petri	157
Fotografía 64. Papel filtro	157
Fotografía 65. Porta- láminas	157
Fotografía 66. Sellador de capilares	157
Fotografía 67. Termo	157
Fotografía 68. Torniquete	157
Fotografía 69. Tubos vacutainer	158
Fotografía 70. Tubos con tapa de rosca	158
Fotografía 71. Vaso recolector de heces	158
Fotografía 72. Vaso recolector de orina	158
Fotografía 73. Vaso recolector de orina	158

Resumen

Este documento está dirigido tanto al estudiante como al profesional Médico Veterinario, proporcionándole los procedimientos que pueden seguir para tomar, conservar y enviar las muestras al laboratorio, con el fin de evitar una alteración en los resultados de la prueba y en el diagnóstico; para facilitar su uso está organizado en capítulos, de acuerdo al tipo de espécimen que desee evaluarse, por lo que, el clínico podrá situarse en el área de su interés y consultar la técnica en la especie que el precise realizar el análisis. Se debe tener en cuenta que la muestra se debe remitir junto con el diagnóstico presuntivo, anamnesis e historia clínica. El objetivo de recomendar exámenes complementarios es identificar el agente etiológico que está afectando al animal o al rebaño y de esta manera proponer un tratamiento específico.

Palabras clave: muestra representativa, procedimientos, exámenes complementarios, laboratorio, etiología, diagnóstico.

Abstract

This document is intended for both the student and the Medical Veterinarian, providing procedures to be followed to take, store and send the samples to the laboratory, in order to avoid a change in the test results and diagnosis; for ease of use is organized into chapters according to the type of specimen that you want to evaluate, so that the reader could search in the area of his interest and consult the technique of the required specie for the clinician to perform the analysis. Keep in mind that the sample should be returned with the presumptive diagnosis, anamnesis and the clinical history. The objective of recommending additional tests is identifying the etiologic agents that affect the animal or the herd and thus propose a specific medical treatment.

Key words: representative sample, procedures, additional tests, laboratory, etiology, diagnosis.

Introducción

En los últimos años, el aumento en el uso y el mayor conocimiento de la biopatología clínica ha llevado a una detección más precisa de la enfermedad y el empleo de enfoques terapéuticos racionales. Ahora es posible realizar un amplio rango de análisis en los laboratorios. (Archer *et al.*, 2012)

Cabe destacar que, una muestra es el material obtenido del animal estudiado y es utilizada en las pruebas de laboratorio. (OIE, 2015). Y éstas “son la piedra angular del diagnóstico de la mayoría de las enfermedades...” (Ramsey y Tennant, 2012).

Sin embargo, “la situación actual del Diagnóstico Laboratorial en Nicaragua es aún insuficiente, por tanto en aras de mejorar la eficiencia de los profesionales de la Medicina Veterinaria que egresan de nuestra *Alma Mater*, se toma de vital importancia prepararlos en áreas seleccionadas de focalización profesional... con lo cual se podría enfrentar las necesidades anticipadas de la sociedad” (Lamping, 2014).

Por lo tanto, el reto para los médicos veterinarios es conocer el proceso de toma, conservación y envío de muestras al laboratorio y además, deben aprender a elegir el tipo de examen complementario a recomendar.

Para lo cual, este manual proporciona una recopilación de los métodos de toma de muestras representativas de las enfermedades más comunes en los animales domésticos; también, establece en qué condiciones se debe recolectar y enviar la muestra, para que pueda conservarse y llegar viable al laboratorio.

Así mismo, la información está organizada de manera específica, es decir, que contendrá los datos principales de cada proceso y servirá de guía a las personas que necesiten llevar a cabo estos procedimientos.

Objetivos

Objetivo General

- Proporcionar un instrumento educativo con los métodos de toma, conservación y envío de muestras representativas para el diagnóstico veterinario

Objetivos Específicos

- Describir los métodos de toma de muestras representativas
- Exponer las medidas de conservación y envío de las muestras
- Ilustrar los materiales y procedimientos a emplear en el proceso pre-analítico de los exámenes de laboratorio
- Indicar exámenes complementarios a recomendar por tipo de muestra, signos clínicos y patologías

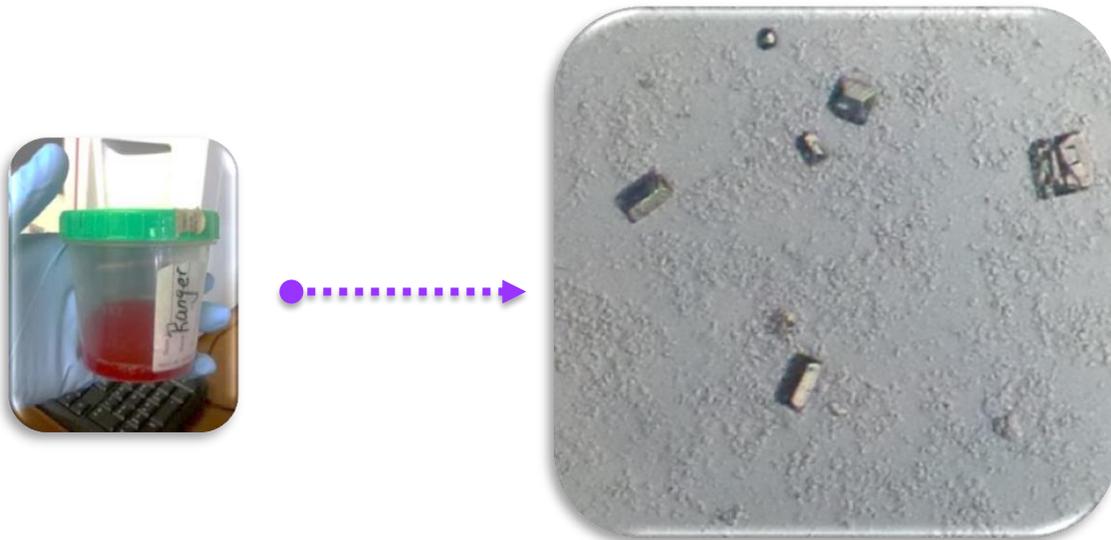
Abreviaturas

ACTH: Hormona adrenocorticotropa
ALP: Fosfatasa alcalina
ALT: Alanina aminotransferasa
ANA: Anticuerpos antinucleares
AST: Aspartato aminotransferasa
BCH: Biometría Hemática Completa
BHI: Agar infusión cerebro corazón
Ca: Calcio
Cl: Cloro
CMHC: Concentración de hemoglobina corpuscular media
CMT: Test de California
CO₂: Dióxido de carbono
DBQ: Demanda Bioquímica de Oxígeno
DQO: Demanda Química de Oxígeno
GS: Gelsa sangre
InPO₄: Fosfato inorgánico
K: Potasio
LCR: Líquido cefalorraquídeo
LDH: Lactato deshidrogenasa
Na: Sodio
PT: Proteínas totales
TGO: Transaminasa glutámica oxalacética
TGOS: Transaminasa glutámica oxalacética sérica
TGP: Transaminasa glutámica pirúvica
TGPS: Transaminasa glutámica pirúvica sérica
TSA: Agar soya tripticaseína
TSB: Caldo soya tripticaseína
TSH: Hormona tiroestimulante
T₄: Tiroxina
UI: Unidades internacionales
VSG: Velocidad de sedimentación globular
VCM: Volumen corpuscular medio

CAP I.



Importancia de los exámenes de laboratorio



Contenido

- 1.1 Exámenes de laboratorio que se realizan en Nicaragua
- 1.2 Efectos de los fármacos en los análisis de laboratorio
- 1.3 Análisis recomendados de acuerdo a signos clínicos presentes en el paciente
- 1.4 Muestras representativas de acuerdo a enfermedades
 - 1.4.1 Descripción de pruebas diagnósticas según la OIE

Capítulo I.

Importancia de los exámenes complementarios

Las pruebas de laboratorio relativas a las enfermedades de los animales dependen básicamente de la calidad y de la idoneidad de las muestras que se obtienen para los análisis. Este primer capítulo introductorio trata algunos de los principios generales relativos a la obtención, presentación y almacenamiento de muestras. Las muestras pueden tomarse de los animales con diferentes fines, tales como el diagnóstico de enfermedades, la vigilancia de enfermedades, el certificado sanitario o el seguimiento de la respuesta a un tratamiento o a una vacunación (OIE, 2015).

Los resultados de las pruebas laboratoriales forman parte de la base de datos sobre la que se puede realizar el diagnóstico clínico. La historia, el examen clínico y las pruebas complementarias se interpretan conjuntamente para obtener el mejor diagnóstico posible. Los datos del laboratorio no deben interpretarse aislados, sino conociendo de los métodos utilizados y los errores potenciales causados por un muestreo y manejo inapropiados. En cada laboratorio deben implementarse métodos de control de calidad apropiados para minimizar el error (Ramsey, 2012).

Para proporcionar resultados que sean científica y estadísticamente válidos, las muestras obtenidas deberán ser idóneas para el fin que se persigue y adecuadas en cuanto a calidad, volumen y número para la finalidad en cuestión. Además, los animales y tejidos muestreados deberán

representar adecuadamente la enfermedad que se esté estudiando (OIE, 2015).

Los principios de la metodología de los análisis de datos, y la identificación de resultados anormales, también deben ser considerados en relación a la decisión clínica que se realice (Ramsey, 2012).

1.1 Exámenes de laboratorio que se realizan en Nicaragua

HEMATOLOGÍA

Hemograma
Plaquetas
Extendido Periférico
Hemoglobina
Hematocrito
VSG
Reticulocitos
Hemoparásito

BIOQUÍMICA SANGUÍNEA

Ácido úrico
ALT (GPT) y AST (GOT)
Bilirrubina Fraccionada y Total
Colesterol, HDL, Triglicéridos
Creatinina
Fosfatasa alcalina
Glucosa
Urea

SEROLOGÍA

Adenovirus (URANOTEST)
Bronquitis infecciosa aviar (ELISA)
Brucelosis (*Brucella abortus*) (ELISA)
Ehrlichia (URANOTEST)
Diarrea viral bovina (ELISA)
Distemper (URANOTEST)
Dirofilaria (URANOTEST)
Laringotraqueítis infecciosa aviar (ELISA)
Leucosis bovina enzoótica

(Inmunodifusión en agar gel, ELISA)
Parvovirus-Coronavirus (Ag)
Peste porcina clásica (ELISA)
Prueba de gestación
Proteína C Reactiva
Rinotraqueítis infecciosa bovina (ELISA)
Toxoplasmosis (URANOTEST)

ORINA

Proteinuria
Glucosuria
Urianálisis (EGO)

PARASITOLOGÍA

Examen general de heces (EGH)
Conteo de huevos
Citología Fecal
Sangre oculta en heces
Raspado de piel (Ectoparásitos)
Trichomoniasis
Varroosis de las abejas melíferas

MICROBIOLOGÍA

Antibiograma
Cultivos microbiológicos a partir de tejidos, líquidos o secreciones, hisopados o concentrado)
Dermatofitos Uranotest
KOH para hongos
Tinción GRAM
Tinción Ziellh-Neelsen
Conteo de Mohos y levaduras

PATOLOGÍA

Cisticercosis (Histopatología)
Encefalopatía esponjiforme bovina (Histopatología)
Tuberculosis bovina (Histopatología)
Rabia (Histopatología)

PCR

Enfermedad de la cabeza amarilla
Enfermedad de las manchas blancas
Influenza aviar altamente patógena
Mionecrosis infecciosa
Necrosis hipodérmica y hematopoyética infecciosa
Peste porcina africana
Peste porcina clásica
Síndrome de Taura
Distemper Canino (CDV)
Babesiosis
Parvovirus
Erlichia canis
Leptospira
Anaplama platys
Virus de la Influenza Canina (CIV)
Boretella bronchiceptica
Virus de la Inmunodeficiencia Felina (FIV)
Virus de la Leucemia Felina (FeLV)
Corona Virus (FIP)
Herpesvirus Felino
Calicivirus Felino
Mycoplasmosis
Bordetella bronquiceptica
Chlamydia felis

AISLAMIENTO VIRAL

Enfermedad de Newcastle
Influenza aviar altamente patógena

INHIBICIÓN DE HEMOAGLUTINACIÓN

Enfermedad de Newcastle

OTROS

Tipo y Rh
Coombs directo
Coombs Indirecto
Prueba de compatibilidad sanguínea
Progesterona
Citología vaginal

1.2 Efectos de los fármacos en los análisis de laboratorio

“Los pacientes... generalmente se encuentran bajo tratamiento con múltiples fármacos que pueden ser capaces de interferir con las metodologías empleadas en las pruebas de laboratorio siendo una importante fuente de error y un reto para los profesionales del laboratorio” (Munive *et al* 2009).

Es necesario conocer que el fenómeno de interferencia por fármacos es el efecto de una sustancia presente en una muestra que altera el valor correcto del resultado, usualmente expresado como concentración o actividad, para un analito; ya que esto puede orientar la correcta interpretación de resultados (Munive *et al* 2009).

Por esto, es preciso conocer la anamnesis y la historia clínica del paciente al momento de interpretar los exámenes de laboratorio.

Cuadro 1. Efectos de los fármacos en los resultados de análisis de laboratorio

Fármaco	Efecto ↓ Disminuye ↑ Aumenta
Acetato de medroxiprogesterona	↓ Glucosa, ↑ insulina.
Acetato de megestrol	Leucograma de estrés (↑ neutrófilos, ↑ monocitos, ↓ eosinófilos, ↓ linfocitos, ↑ glucosa, ↑ insulina.
Acetazolamida	↓ Plaquetas, orina más alcalina
Acetilpromacina	↓ Valor hematocrito
Ácido etacrínico	↓ Neutrófilos, posiblemente ↓ Na, ↓ Cl, ↑ contenido total de CO ₂ .
Ácido nalidíxico	↑ Glucosa en orina con Clinitest
ACTH	↑ Glucosa, ↑ insulina
Adrenalina (epinefrina)	↑ Neutrófilo, ↑ plaquetas, ↑ glucosa, ↓ insulina
Agentes alquilantes	↓ Valor hematocrito (anemia hipoproliferativa)
Alfaxalona/acetato de alfadolona (Saffan)	↓ Valor hematocrito y ↑ glucosa (gatos).
Aloxano	↑ Glucosa
Aminoglicósidos (estreptomycin, neomicina, gentamicina): efectos tóxicos	↑ Urea, ↑ creatinina, ↓ Ca ²⁺ , ↑ InPO ₄ , ↓ plaquetas, ↑ proteínas en orina, ↑ glucosa en orina, ↑ leucocitos en orina
Ampicilina	Véase Penicilina
Analgésicos locales	Véase Benzocaína
Andrógenos	↑ Glucosa, ↓ T ₄ , ↑ insulina
Anfotericina B	↓ Valor hematocrito (anemia hipoproliferativa), ↑ urea, ↓ K ⁺ , ↑ proteínas en orina
Anticoagulantes	↑ Tiempo de coagulación
Arsénicos orgánicos	↓ Valor hemático (anemia hipoproliferativa)

Fármaco	Efecto ↓ Disminuye ↑ Aumenta
Aspirina	↓ Valor hemático (anemia hipoproliferativa), ↓ plaquetas, ↑ tiempo de coagulación, ↓ trombina, ↑ úrea, posiblemente ↑ creatinina y ↓ albúmina (método del verde de bromocresol), ↓ glucosa, ↑ ALT, ↑ CO ₂ (acidosis metabólica), ↓ T ₄ , ↑ glucosa urinaria en el Clinitest.
Azúcares reductores (fructosa, galactosa, lactosa, pentosa)	Pueden confundirse con ↑ de la glucosa en el Clinitest
Azul de metileno	↓ Valor hematocrito (anemia hipoproliferativa y hemolítica), orina verde-azulada.
Barbitúricos (fenobarbital)	↓ Leve del valor hematocrito, ↓ plaquetas, ↑ tiempo de coagulación, ↑ ALT, ↑ fosfatasa alcalina, posiblemente el ↑ de cortisol, ↓ T ₄
Benzeno	↓ Valor hemático (anemia hipoproliferativa)
Benzocaína	↑ Metahemoglobina (perro), ↑ tiempo de coagulación, ↑ hemoglobina en orina.
Bicarbonato sódico	↑ Na ⁺ (en privación del agua), ↓ k ⁺ , ↑ contenido total de CO ₂ , ↓ Ca ⁺² (cuando se ha suministrado en exceso por vía intravenosa), orina más alcalina
Biguanidas	↓ Glucosa
Bromosulfaleína (BSF)	Orina roja
Calciferol	↑ Ca ⁺²
Carbencilina	Véase Penicilina
Carbimazol	Véase Metimazol
Cefalosporinas	↑ Creatinina, orina negra con Clinitest, ↑ proteínas en orina con ácido sulfosalicílico, ↓ leucocitos en orina- con cefalexina (A)
Ciclofosfamida	↑ Urea, ↑ creatinina (efectos tóxicos)
Cimetidina	Posiblemente ↑ creatinina (A)
Citrato de potasio	Orina más alcalina
Clonidina	↑ Glucosa, ↑ glucosa en orina
Cloranfenicol	↓ Valor hematocrito (anemia hipoproliferativa), ↓ reticulocitos, ↓ leucocitos, ↓ neutrófilos, ↓ linfocitos, ↓ plaquetas.
Clorato de aluminio	↑ Cl, orina más ácida
Clorato sódico	↑ Na ⁺ (en privación de agua), orina más ácida
Clorotiacida (y otros derivados benzotiacídicos)	↓ Plaquetas, posiblemente ↓ Na ⁺ , ↓ K, ↓ Cl, ↑ contenido total de CO ₂ , orina más alcalina

Fármaco	Efecto ↓ Disminuye ↑ Aumenta
Clorpromacina (tranquilizante promacínico)	↓ Valor hematocrito, ↓ neutrófilos, posiblemente ↓ plaquetas (inmunomediado), ↑ tiempo de coagulación
Clorpromacina	↓ Glucosa, ↓ T ₄
Compuestos de oro	↓ Neutrófilos, ↓ plaquetas, posiblemente ↑ urea, posiblemente ↑ ALT
Dapsona	↓ Valor hematocrito (anemia hipoproliferativa moderada), ↓ leucocitos, ↓ neutrófilos, ↓ plaquetas, ↑ ALT
Derivados benzotiacídicos	Véase clorotiazida
Dextrano (en grandes cantidades)	↑ Proteínas plasmáticas totales (A), ↓ ratio albúmina:globulinas (A), ↑ tiempo de coagulación
Dextrosa	↑ Glucosa, ↑ glucosa en orina, ↓ Na (con solución hipertónica de glucosa)
Diazepam	↓ T ₄
Diazoxida	↑ Glucosa, ↓ insulina
Dieta s/d	↑ Fosfatasa alcalina, orina más ácida
Digoxina (y compuestos digitálicos)	Posiblemente ↓ plaquetas (inmunomediado), ↑ K ⁺
Enemas de fosfato	↓ Ca ²⁺
Espironolactona	↑ Cortisol (método fluorométrico) (A), posible ↓ Na ⁺ , ↑ K ⁺
Esteroides anabólicos	↑ Valor hematocrito, ↑ proteínas plasmáticas totales, ↑ albúmina
Estreptomina	Véase aminoglucósidos
Estreptozotocina	↑ Glucosa
Estrógeno	↑ Neutrófilos segmentados, ↑ neutrófilos en banda (desviación a la izquierda, pico después de 3 semanas), ↑ linfocitos, ↑ monocitos, ↑ plaquetas (pico después de una semana).
Efectos inmediatos	
Efectos tardíos	↓ Valor hematocrito (anemia hiproliferativa), ↓ leucocitos, ↓ neutrófilos maduros, ↓ plaquetas, ↑ ácidos biliares, posible ↑ glucosa, leve ↑ T ₄ , ↑ cortisol, posible ↑ insulina
Éter (anestésico)	↑ Leve del valor hematocrito
Fármacos anticancerosos	↓ Valor hematocrito (anemia hipoproliferativa), ↓ neutrófilos, ↓ plaquetas (aunque la vincristina causa ↓ plaquetas)
Fármacos inmunosupresores (azatioprina)	↓ Linfocitos
Fenacetina	↓ Valor hematocrito (anemia hemolítica), ↑ urea, ↑ creatinina (efectos tóxicos)
Fenazopiridina	↓ Valor hematocrito (anemia hemolítica)

Fármaco	Efecto [↓] Disminuye [↑] Aumenta
Fenilbutazona	[↓] Valor hematocrito (anemia hipoproliferativa), [↓] neutrófilos, [↓] plaquetas (en parte inmunomediado), [↑] tiempo de coagulación, [↑] urea, [↑] creatinina.
Fenitoína	Posible [↓] valor hemotocrito (anemia macrocítica/normocítica – antagonista de folato), [↑] VCM (perro), falsos positivos en la detección de ANA
Fenolftaleína	Orina roja
Fenolsulfotaleína	Orina rojo-anaranjada (si alcalina) o amarillo brillante (si ácida)
Flucitosina (= 5fluorocitosina)	Posiblemente [↓] valor hematocrito (supresión de a médula ósea), [↑] urea, [↑] ALT (y otras enzimas hepáticas)
Fludocortisona (y otros mineralocorticoides)	Posiblemente leucograma de estrés (ver glucocorticoides), [↓] K ⁺
Fluidos, intravenosos	Posiblemente [↓] valor hematocrito.
Fosfato sódico ácido	Orina más ácida
Furosemida	[↓] Plaquetas, posiblemente [↓] Na ⁺ , [↓] K ⁺ , [↓] Cl ⁻ , [↑] contenido total de CO ₂ , orina más ácida.
Glucagón	[↑] Glucosa, [↑] insulina
Glucocorticoides (prednisolona)	Posiblemente leve [↑] valor hematocrito, [↑] leucocitos, [↑] neutrófilos segmentados (menos marcado en gato, más probablemente con una sola inyección), posiblemente leve [↑] neutrófilos en banda, [↓] eosinófilos, [↓] linfocitos, [↑] monocitos (infrecuente en gato), [↑] plaquetas, [↑] cuerpos de Howell-Jolly (perros), [↑] urea, [↑] glucosa, [↑] ALT, [↑] AST, [↑] fosfatasa alcalina (no en gato), [↑] ácidos biliares, a veces [↑] o [↓] amilasa, posiblemente [↑] lipasa, [↓] K ⁺ (a dosis altas), [↓] Ca ²⁺ , [↓] InPo ₄ , [↓] T ₄ , [↓] cortisol (endógeno), [↑] insulina, orina más ácida
Griseofulvina	[↓] Valor hematocrito, [↓] leucocitos, falsos positivos en la detección de ANA
Halotano	Posible [↓] valor hematocrito, posible leve [↑] T ₄
Hexamina	[↑] Glucosa en orina con Clinitest (A), [↓] glucosa en orina con tiras reactivas (A), [↓] Urobilinógeno urinario (A)
Hidrato de cloral	[↑] Glucosa en orina con Clinitest (A)
Hidróxido de aluminio	[↑] Ca ²⁺ , [↓] InPO ₄
Hormona del crecimiento	[↑] Glucosa, [↑] insulina
Hormona tiroidea	[↑] Urea, [↑] glucosa
Inhibidores de la anhidrasa carbónica	[↑] Cl ⁻ , [↓] contenido total de CO ₂
Insulina	[↓] Glucosa, [↓] K ⁺ , leve [↑] T ₄

Fármaco	Efecto ↓ Disminuye ↑ Aumenta
Ketamina	↓ Valor hematocrito (anemia hemolítica), ↑ metahemoglobina (gato), ↑ glucosa
Lactato	↓ k ⁺ (con incremento de la terapia de lactato)
Lactato sódico	Orina más alcalina
Levamisol	↓ Plaquetas
Manitol	↓ Na ⁺ (con solución hipertónica)
Mebendazol	Posible ↑ ALT, posible ↑ AST, posible ↑ fosfatasa alcalina
Metimazol/carbimazol (gato) (1mg de carbimazol se metaboliza a 0.6 mg de metimazol, es decir, a igual peso, el carbimazol es menos tóxico)	↑ Eosinófilos, ↑ linfocitos, posible ↓ neutrófilos, posible ↓ plaquetas, a menudo ↑ título de ANA, ↑ ALT, ↑ AST, ↑ fosfatasa alcalina, ↑ bilirrubina, ↓ T ₄
Metionina	Orina más ácida
Metotrexato	Posible ↓ valor hematocrito (anemia macrocítica/normocrómica- antagonista del folato)
Metotrimopracina	Véase Clorpromacina
Metoxifluorano	↑ Urea, ↑ creatinina
Metronidazol	Posible ↓ neutrófilos, ↑ glucosa (A)
Mitotane	↓ T ₄ , ↓ cortisol
Morfina	↑ Glucosa
Nitrofurantoína	↑ Tiempo de coagulación, leve ↓ neutrófilos, orina amarillo brillante
Novobiocina	Leve ↓ neutrófilos
Paracetamol (acetaminofeno)	↓ Valor hematocrito (anemia hemolítica), picnócitos, ↑ metahemoglobina, ↓ plaquetas, ↑ bilirrubina, ↑ ALT, ↑ AST, ↑ hemoglobina en orina
Penicilina	↓ Plaquetas, falsos positivos en detección de ANA, posible leve ↑ albúmina (método del verde bromocresol) (A), ↑ proteínas en orina con ácido sulfosalicílico (A)
Pirimetamina	↑ VCM
Polimixina/antibióticos del grupo de la bacitracina	↑ Urea, ↑ creatinina (efectos tóxicos)
Primidona	Posible ↓ valor hematocrito (anemia macrocítica/normocrómica- antagonista de folato), ↓ albúmina, ↓ colesterol, posible ↑ bilirrubina, ↑ ALT, ↑ AST, ↑ fosfatasa alcalina, ↓ T ₄ , posible ↑ cortisol, posible ↑ bilirrubina en orina

Fármaco	Efecto ↓ Disminuye ↑ Aumenta
Procainamida	↓ Neutrófilos, falsos positivos en la detección de ANA
Progestágenos (incluyendo acetato de megestrol) y progesterona	↑ Glucosa, posible ↑ cortisol, ↑ insulina, posible ↑ glucosa en orina
Propiltiouracilo	↓ Valor hematocrito (anemia hemolítica), ↓ neutrófilos, ↓ plaquetas, ↓ T ₄ , ↑ hemoglobina en orina
Ribavirina	↓ Plaquetas
Riboflavina	Orina amarillo brillante
Ristocetina	↓ Neutrófilos
Salicilatos	Véase aspirina
Succinilcolina	↑ K ⁺ , ↑ contenido total de CO ₂
Sulfonamidas	↓ Valor hematocrito (efectos prolongados en la síntesis de folato produciendo anemia macrocítica/normocítica y/o anemia hemolítica), ↑ VCM, posible ↓ plaquetas (inmunomediado), ↑ tiempo de coagulación. ↑ trombina, posible falsos positivos en la detección de ANA, posible ↑ urea (efecto tóxico), ↓ glucosa, ↑ ALT, alcalosis (ocasionalmente acidosis), ↑ proteínas en orina con ácido sulfosalicílico (A), ↑ Urobilinógeno en orina (A)
Sulfonilureas	Véase Tolbutamina y Clorpropamida
Tetraciclinas	↓ Plaquetas, falsos positivos en la detección de ANA, ↓ urea, posible ↓ leucocitos en orina (A)
Tiacetarsamida	↑ ALT, ↑ AST, ↑ fosfatasa alcalina
Tolbutamina	↓ Glucosa, ↓ T ₄ , ↑ proteínas en orina con ácido sulfosalicílico
Tranquilizantes promacínicos	Véase Clorpromacina
Trimetoprim	Posible ↓ valor hematocrito (antagonista de folato puede dar anemia macrocítica/ normocítica), ↑ VCM, posible ↑ creatinina (A)
Vincristina	↑ Plaquetas (aunque la mayoría de fármacos antineoplásicos causan ↓ plaquetas)
Vitamina C	↓ Colesterol (A), ↓ glucosa (inhibe método de la glucosa oxidasa/peroxidasa) (A), ↑ glucosa en orina con Clinitest, ↓ glucosa en orina con Clinistix (A), ↓ hemoglobina en orina (A), ↓ leucocitos en orina (A), ↓ nitrito en orina (A)
Vitamina D ₃	↑ InPO ₄ (en exceso)
Xilacina	↑ Glucosa, ↑ glucosa en orina
Yodo	↓ T ₄

(Bush 1999)

(A) Indica efecto analítico

1.3. *Análisis recomendados de acuerdo a signos clínicos presentes en el paciente*

Las manifestaciones clínicas de nuestro paciente, nos orientan a determinar qué exámenes complementarios podemos recomendar para realizar un diagnóstico preciso. Sin embargo, es necesario iniciar con los exámenes generales y después con los específicos, debido al costo de estos, además, la información diagnóstica que proporciona una prueba rutinaria posee mayor valor orientativo para identificar la etiología, que los resultados de una prueba específica, que habitualmente solo proporcionan un dato. No obstante, si estamos casi seguros de nuestro diagnóstico por la gran experiencia clínica, puede ser idóneo solicitar la prueba específica como instrumento confirmativo.

Los análisis sugeridos son aquellos que se juzgan de mayor valor, pero pueden modificarse dependiendo de las características de los casos individuales. Bush (1999) propone los siguientes exámenes complementarios:

Distensión abdominal (incluyendo obesidad y ascitis)

- Hematología de rutina (esplenomegalia, hepatomegalia, síndrome de Cushing, infección, piometra, neoplasia, hipotiroidismo, etc.)
- Proteínas plasmáticas totales (síndrome nefrótico)
- Albumina (síndrome nefrótico) y globulinas, especialmente fracciones electroforéticas (peritonitis infecciosa felina)
- Glucosa (diabetes mellitus, hiperinsulinismo, acromegalia)

- Colesterol (síndrome nefrótico, hipotiroidismo, diabetes mellitus)
- ALP (Síndrome de Cushing, acromegalia, enfermedad hepática)
- ALT (enfermedad hepática, neoplasia)
- Tiroxina; estimulación de TSH (hipotiroidismo)
- Cortisol; estimulación de ACTH (síndrome de Cushing)
- Insulina (diabetes mellitus, hiperinsulinismo, acromegalia)
- Proteínas urinarias (síndrome nefrótico)
- Serología
- Líquido abdominal, contenido de proteínas, tipos y cantidades celulares

Dolor abdominal (abdomen agudo)

- Hematología de rutina (inflamación, hepatitis aguda, pielonefritis aguda)
- Urea/creatinina (obstrucción ureteral, y para distinguir aumentos en la lipasa y la amilasa debidos a enfermedad renal)
- ALT/ALP (pancreatitis aguda)
- Lipasa/amilasa (pancreatitis aguda)
- Calcio (pancreatitis aguda)
- Bilirrubina/ ácidos biliares (colestasis)
- Orina, leucocitos, cilindros, bacterias (pielonefritis)

Crecimiento y desarrollo anormal

- Hematología de rutina (anemia, sepsis)
- Proteínas plasmáticas totales/albumina (encefalopatía hepática, malabsorción)
- Urea (desórdenes renales congénitos, encefalopatía hepática)

- Creatinina (desórdenes renales congénitos)
- Amonio (encefalopatía hepática)
- Calcio/fosfato inorgánico (anormalidades esqueléticas, anormalidades renales congénitas)
- Tiroxina: estimulación de TSH (Panhipopituitarismo)

Alopecia

- Hematología de rutina (síndrome de Cushing, hipotiroidismo)
- Colesterol (síndrome de Cushing, hipotiroidismo)
- ALP (síndrome de Cushing)
- CK (hipotiroidismo)
- Glucosa (diabetes mellitus: un caso raro de alopecia)
- Raspado cutáneo para detección de hongos o ectoparásitos

Anemia (sospecha)

En casos de palidez, hemorragia espontánea, etc.



Fotografía 1. Mucosas pálidas
Fuente: Pernudi K., 2015

- Hematología de rutina
- Índices eritrocitarios (VCM y CMHC)
- Examen de frotis sanguíneo: morfología celular, estimación del número de plaquetas e inclusiones
- Recuento de eritrocitos
- Recuento de plaquetas
- Bilirrubina (anemia hemolítica)
- Prueba de Coombs (anemia hemolítica autoinmune)
- Orina: bilirrubina sanguínea y células epiteliales neoplásicas

Tos

- Hematología de rutina (neumonía alérgica, infección, anemia)
- Serología
- Examen coprológico para larvas pulmonares
- Examen de líquido torácico (proteína, cantidad y tipo celular)

Pérdida de peso

- Hematología de rutina (anemia, evidencia de neoplasia)
- Proteínas plasmáticas totales/albúmina (malabsorción, enteropatía por pérdida de proteínas)
- Glucosa (diabetes mellitus)
- Estimación de folato y vitamina B12 (malabsorción: puede presentarse en ausencia de diarrea)
- Urea/creatinina (fallo renal)
- Tiroxina (hipertiroidismo)
- Orina: glucosa y cuerpos cetónicos (diabetes mellitus cetoacidótica)

Diarrea



Fotografía 2. Diarrea verdosa. Ave
Fuente: Sequeira S, 2015

- Hematología de rutina (malnutrición, linfomas, inflamación, enteritis eosinofílica, linfangiectasia)
- Proteínas plasmáticas totales y albúmina (malabsorción, enteropatía por pérdida de proteínas, úlcera)
- Glucosa (malabsorción)
- Colesterol/ triglicéridos (malabsorción), también prueba de absorción de grasa (insuficiencia pancreática exocrina e insuficiencia biliar)
- Urea/ creatinina (uremia, hipoadrenocorticism)
- ALT/ ALP / ácidos biliares (daño hepático, insuficiencia biliar)
- Lipasa/amilasa (pancreatitis aguda)
- Sodio/potasio/cortisol; estimulación de ACTH (hipoadrenocorticism)
- Calcio (disminuido junto a proteínas plasmáticas totales disminuidas; malabsorción).
- Tiroxina (hipertiroidismo)

- Prueba de TLI (insuficiencia pancreática exocrina)
- Folato/vitamina B12 (síndrome de malabsorción)
- Determinación de grasas en heces (malabsorción)
- EGH
- Cultivo bacteriológico

Debilidad episódica (colapso/desmayo)



Fotografía 3. Vaca con sospecha de hipocalcemia
Fuente: Sequeira Z., 2015

- Hematología de rutina (anemia, síndrome de Cushing, hipoadrenocorticism)
- Urea/ creatinina (hipoadrenocorticism)
- Colesterol (síndrome de Cushing)
- Glucosa (hiperinsulinismo, enfermedades de almacenamiento de glucógeno)
- ALP (síndrome de Cushing)
- Sodio/ potasio/ cloro (terapia diurética, hipoadrenocorticism)

- Calcio (hipoparatiroidismo)
- Insulina (hiperinsulinismo)
- Cortisol; estimulación de ACTH (hipoadrenocorticismo, síndrome de Cushing)

Fiebre



Fotografía 4. Vaca con 39° T.
Fuente: Sequeira Z., 2015

- Hematología de rutina
- Proteínas totales/ albúmina/ electroforesis (enfermedades infecciosas, neoplasia)
- Amilasa/ lipasa (pancreatitis aguda)
- ALT/ ALP (neoplasia hepática)
- Calcio (eclampsia, linfosarcoma)
- Orina: proteínas, leucocitos, bacterias (pielonefritis)
- Serología
- Cultivo de sangre (septicemia)

Hematuria

- Hematología de rutina (trauma causante de anemia, pielonefritis)
- Recuento plaquetario/ pruebas de hemostasia (intoxicación por anticoagulantes, defectos inherentes)



Fotografía 5. Hematuria
Fuente: Laboratorio Clínico
División Veterinaria 2015

- Proteínas plasmáticas totales/ albúmina (enfermedades glomerulares primarias)
- Urea / creatinina (fallo renal agudo)
- CK/ALT/LDH (mioglobinuria; daño muscular y rbdomiolisis)
- Orina: cilindros, células, cristales (fallo renal agudo, cálculos)
- Cultivo bacteriano de orina (infección del tracto urinario, pielonefritis)

Inapetencia

- Hematología de rutina (enfermedades infecciosas)
- Serología
- Sodio/potasio/urea/cortisol; estimulación de ACTH (hipoadrenocorticismo)



Fotografía 6. Vaca con anorexia
Fuente: Sequeira Z., 2015

Ictericia y sospecha de enfermedad hepática

- Hematología de rutina (anemia: hemolítica o debida a ausencia de factores de la coagulación)
- Bilirrubina: total, conjugada y no conjugada
- Otros análisis hematológicos incluyendo recuento plaquetario, recuento de eritrocitos, prueba de Coombs (y si es posible, concentración de haptoglobina)
- Otros análisis asociados con daño/disfunción hepática



Fotografía 7. Plasma Ictérico
Fuente: Tercero D., 2015

- Colesterol, amoniaco, ácidos biliares, aclaramiento de bromosulfaleína (BSP) (o verde de indocianina), ALT y ALP
- Análisis de orina: bilirrubina, sales biliares, hemoglobina, densidad específica y, si es posible, examen para leptospiras y cristales de tirosina y leucina

Neoplasia (Diagnóstico Presuntivo)

La elección de los análisis se relaciona principalmente con los órganos o sistemas sospechosos, pero las siguientes son válidas.

- Hematología de rutina (leucemia, anemia, es decir, en desórdenes mieloproliferativos o linfoproliferativos), más examen visual de la extensión sanguínea y recuento plaquetario
- Proteínas plasmáticas totales/albúmina/electroforesis (linfosarcoma, paraproteíemia)
- Urea (necrosis tisular)
- Creatinina (compromiso renal)
- Colesterol (colestasis)
- Bilirrubina (desórdenes mieloproliferativos)
- ALT (daño hepático)
- ALP (colestasis, niveles elevados de isoenzimas tisulares determinados liberados por degeneración)
- Calcio (linfosarcoma)
- Prueba de sangre oculta en heces
- Sangre en cavidades orgánicas (abdomen, tórax)

Nota: los fármacos antiinflamatorios no esteroidales (AINE), como el flunixin meglumina, pueden incrementar la incidencia de sangre oculta en heces.

Signos neurológicos

Se incluyen convulsiones, torneo, presión de la cabeza contra la pared, etc.



Fotografía 8. Tortícolis en aves
Fuente: Sequeira Z., 2015

- Hematología de rutina (inflamación, anemia, raramente policitemia, síndrome de Cushing)
- Urea (uremia, encefalopatía hepática)
- Amoniaco (encefalopatía hepática)
- Proteínas plasmáticas totales/albumina (encefalopatía hepática)



Fotografía 9. Tortícolis en Bovino
Fuente: Sequeira Z., 2015

- Glucosa (insulinoma, enfermedades

de almacenamiento de glucógeno, diabetes mellitus)

- Colesterol (encefalopatía hepática)
- Calcio (eclampsia)
- ALT/ALP (encefalopatía hepática/insuficiencia hepática, síndrome de Cushing)
- Insulina (insulinoma, diabetes mellitus)
- Orina: glucosa, cuerpos cetónicos (cetoacidosis), bilirrubina (daño hepático), hemoglobina (plomo, intoxicación por cloratos), cristales de oxalato (encefalopatía hepática), densidad específica (muy baja en tumor de la pituitaria posterior; isostenúrica en fallo renal crónico: uremia)

Edema localizado y general

- Hematología de rutina (linfosarcoma causante de obstrucción)
- Proteínas plasmáticas totales y albumina (síndrome nefrótico, malabsorción, enteropatía por pérdida de proteínas)
- Colesterol (síndrome nefrótico)
- Ácidos biliares/ aclaramiento de BSP/ ALT/ ALP (disfunción hepática)
- Tiroxina: estimulación de TSH (hipotiroidismo con mixedema)
- Orina: proteínas (síndrome nefrótico)
- Líquido abdominal: contenido proteico, tipo y cantidad celular

Desórdenes del tracto urinario (excepto riñón) y del tracto genital

- Hematología de rutina (piometra, prostatitis, pielonefritis)
- Fosfatasa ácida

- Orina: sangre, leucocitos, bacterias (infección del tracto urinario), cristales (con cálculos)

Poliuria/ polidipsia

- Hematología de rutina (toxemia, por ejemplo, piometra, pielonefritis, síndrome de Cushing, hipoadrenocorticismo)
- Urea/ creatinina (insuficiencia renal, hipoadrenocorticismo)
- Proteínas plasmáticas totales/albúmina (síndrome de hiperviscosidad, dieta pobre en proteínas)
- Glucosa (diabetes mellitus, hiperinsulinismo, acromegalia)
- ALT/ALP (daño hepático, síndrome de Cushing)
- Sodio/potasio/bicarbonato (diuréticos, hipoadrenocorticismo, hipocalemia debida a excesivos vómitos/diarrea)
- Calcio (pseudohiperparatitoidismo, por ejemplo, debida a linfosarcoma, insuficiencia renal crónica, hiperparatitoidismo)
- Fosfato inorgánico (fallo renal crónico)
- Tiroxina (hipertiroidismo: gato)
- Cortisol: estimulación de ACTH (síndrome de Cushing, hipoadrenocorticismo)
- Insulina (hiperinsulinismo, diabetes mellitus, acromegalia)
- Orina: glucosa (diabetes mellitus, glucosuria renal primaria, síndrome de Fanconi), proteínas (enfermedades glomerulares primarias), densidad específica (muy baja en diabetes insípida, polidipsia psicogénica y síndrome de Cushing, isostenúrica en insuficiencia renal)

Nota: La densidad específica se puede medir después de la privación de agua y estimulación de ACTH

Signos de tracto respiratorio superior

Por ejemplo estornudos, epistaxis o descargas nasales

- Hematología de rutina (infecciones virales, anemia, leucemia)
- Recuento plaquetario y pruebas de hemostasia
- Examen y cultivo de las descargas nasales (bacterias, hongos)
- Aislamiento de virus responsables alteraciones respiratorias



Fotografía 10. Ave con descargas nasales y tos
Fuente: Sequeira Z., 2015

Vómito, regurgitación

- Hematología de rutina (inflamación y toxemia, como en piometra y peritonitis, anemia, neoplasia)
- Urea/creatinina (insuficiencia renal)
- Proteínas plasmáticas totales y albúmina (para determinar el grado de debilidad).
- Glucosa (diabetes mellitus cetoacidótica)
- ALT/ALP (enfermedad hepática, pancreatitis aguda)

- Lipasa/amilasa (pancreatitis aguda)
- Potasio (hipocalemia: afectando la motilidad gástrica, fallo renal agudo)
- Sodio/cloro/contenido total de dióxido de carbono (determina la gravedad del vómito)
- Tiroxina: estimulación de TSH (hipotiroidismo)
- Orina: glucosa y cuerpos cetónicos (diabetes mellitus cetoacidótica)

1.4. *Muestras representativas de acuerdo a enfermedades*

Las muestras deben obtenerse con un conocimiento exhaustivo de la epidemiología y la patogenia de la enfermedad que se quiera diagnosticar. Ello implica muestrear los tejidos o líquidos que con mayor probabilidad contendrán el agente infeccioso o indicios de la infección. Es importante tener en cuenta los órganos diana, la duración y el lugar de la infección en cada tipo de tejido y la duración y la vía de excreción, o el periodo de tiempo durante el cual puede detectarse, de forma fiable mediante las pruebas que se aplicarán, si ha habido infección en el pasado, como por ejemplo una respuesta de anticuerpos (OIE, 2015).

A continuación se describirán las muestras que se deben tomar según el diagnóstico presuntivo de algunas enfermedades de interés.

a. **Actinomicosis**

Se debe recoger el pus contenido "gránulos de azufre", si existe, y colocarlo en un tubo estéril. El envío tiene que ser inmediato o bien se refrigera. Es necesario no omitir el si la lesión es abierta o cerrada, así como el tipo de tejido afectado (Bush, 1982)

b. **Anemia infecciosa equina**

Se debe enviar suero sanguíneo al laboratorio, como mínimo 1 ml de muestra. Las pruebas de inmunodifusión en gel agar (AGID) y ELISA son pruebas simples y fiables para demostrar la infección por el virus VAIE.

c. **Ántrax**

Se debe notificar la sospecha de Ántrax al Instituto de Protección y Sanidad Animal-IPSA. Estos se encargaran de tomar la muestra. Se envía una oreja ligada. Se debe evitar la contaminación del lugar cuando se tome la muestra. Colocarla en un recipiente impermeable a fugas de agua y éste a su vez en otro mayor que también sea impermeable a fugas de agua. Consignar la sospecha de que se trata de un caso de carbunco hemático.

d. **Aspergilosis**

En aves muertas su identificación se realiza mediante el cultivo de órganos afectados (pulmón, tejido cerebral). En bovinos se pueden enviar hisopados vaginales o una porción de la placenta o feto abortado (Navarro, 2013). También Se pueden hacer pruebas de control ambiental, por ejemplo en las incubadoras de granjas avícolas.

e. **Aujeszky**

Se pueden obtener cerebro y amígdalas, o de material recogido de la nariz y la garganta cuando se realizará el aislamiento viral, mientras que para pruebas de ELISA se requiere enviar suero sanguíneo (OIE, 2015).

f. Bronquitis infecciosa aviar

Según la OIE (2015), deben someterse a examen serológico las muestras de sangre de las aves gravemente afectadas así como de pollos convalecientes. Las muestras de riñón también deben seleccionarse de las canales para el examen histopatológico, así como para el aislamiento del virus.

g. Brucelosis

Las pruebas con el antígeno tamponado de *Brucella*, es decir, la prueba con rosa de bengala y la prueba de aglutinación tamponada en placa, así como la fijación del complemento o el enzoinmunoanálisis (ELISA) son adecuadas tanto para analizar rebaños como animales individuales., para realizar cualquiera de estas pruebas estas es necesario remitir suero sanguíneo al laboratorio (OIE, 2015).

h. Campylobacter

Según la OIE (2015), del macho se puede enviar esmegma prepucial o secreciones, y el semen. De la hembra se puede enviar el mucus cérvico- vaginal, estas muestras pueden obtenerse por aspiración o por lavado de la cavidad vaginal. Mientras que en caso de aborto, los Fetos y placentas son las mejores muestras para el aislamiento de estas bacterias aunque también se puede enviar el contenido estomacal, los pulmones y el hígado del feto. Se inoculan las muestras directamente en un medio de transporte y enriquecimiento.

Para su envío al laboratorio, si las muestras no se hallan en medio de transporte, deben colocarse en un recipiente hermético (a una temperatura de entre 4 y 10°C), y deben protegerse de la luz. Se dispone de varios medio de transporte y enriquecimiento,

como el de Clark, Lander, SBL, Foley y Clark, Weybridge, y Cary-Blair (OIE, 2015).

i. Candidiasis

Se pueden enviar hisopados de mucosas orales y genitales, se solicita el aislamiento del hongo. También puede diagnosticarse examinando los raspados y muestras de biopsias tomadas de las lesiones mucocutáneas (Navarro, 2013).

j. Clostridium

Ver muestras para Ántrax.

k. Dermatofitosis

Se puede remitir un raspado de piel. Se requiere que se envíe el pelo y costras que están alrededor de la lesión característica. Enviar en la muestra en Placa de Petri o vaso recolector, también se debe mandar el bisturí (Navarro, 2013).

l. Diarrea viral bovina

Se envían muestras de suero sanguíneo para solicitar la prueba ELISA de detección de anticuerpos o prueba ELISA de detección del antígeno (OIE, 2015).

m. Encefalopatía espongiorme bovina (EEB)

Se debe notificar la sospecha de EEB al Instituto de Protección y Sanidad Animal-IPSA. Estos se encargaran de tomar la muestra.

En países con una política establecida contra la enfermedad, los animales clínicamente sospechosos deben sacrificarse, analizarse los encéfalos y

destruirse las correspondientes canales. Se envía el Óbex conservado en formalina. Se solicita el examen histopatológico. Actualmente no se dispone de ninguna prueba de diagnóstico para animales vivos (OIE, 2015).

n. Enterobacterias

Se envían hisopados cloacales en medio de transporte Stuart. Se debe enviar la muestra en refrigeración 4°C, esta debe llegar al laboratorio antes de las 24 horas de su toma. Se solicita el aislamiento bacteriano.

o. Estomatitis vesicular

Se debe reportar la denuncia de sospecha de Estomatitis Vesicular al Instituto de Protección y Sanidad Animal- IPSA. Estos se encargaran de tomar la muestra. (Ver sección 9.1. Muestra de tejidos).

p. Erisipela porcina

Se debe reportar la denuncia de sospecha de Erisipela Porcina al Instituto de Protección y Sanidad Animal- IPSA. Estos se encargaran de tomar la muestra. Se envía los especímenes tisulares refrigerados cuando se sospeche la forma septicémica de la enfermedad. Se solicitan exámenes bacteriológicos para investigar la presencia de *Erysipelothrix rhusiopathiae*, mediante cultivo e inoculación animal. También se puede enviar suero sanguíneo para realizar diagnóstico mediante pruebas de ELISA (OIE, 2015).

q. Fiebre aftosa

Se debe reportar la denuncia de sospecha de Fiebre Aftosa al Instituto de Protección y Sanidad Animal- IPSA. Estos se encargaran de tomar la muestra. Ver sección 9.1. Muestra de tejidos.

r. Laringotraqueítis

Se debe notificar la sospecha de Laringotraqueítis Aviar al Instituto de Protección y Sanidad Animal- IPSA. Estos se encargaran de tomar la muestra. Se puede enviar el ave para realizar necropsia y mediante un examen histopatológico de la tráquea comprobar si presenta inclusiones intranucleares características y formación de sincitios. También se puede enviar suero sanguíneo para solicitar la prueba de ELISA de detección de anticuerpos (OIE, 2015).

s. Hemoparasitosis

Se envía sangre en un tubo con EDTA o se remiten 2-3 frotis sanguíneos. (Ver sección 2.1.10. Consideraciones especiales de muestras al diagnosticar hemoparásitos).

t. Influenza aviar altamente patógena

Se debe notificar la sospecha de Influenza Aviar al Instituto de Protección y Sanidad Animal- IPSA. Estos se encargaran de tomar la muestra. Se envían muestras de suero sanguíneo para solicitar cualquiera de las siguientes pruebas Aislamiento del patógeno mediante inoculación en huevos; PCR en tiempo real; prueba de inmunodifusión en gel de agar (OIE, 2015).

u. Leucosis Bovina

Los métodos de detección de los anticuerpos más utilizados son la inmunodifusión en gel de agar (AGID), en la que se utilizan sueros, o el enzimo-inmunoanálisis (ELISA), en el que se utilizan sueros o muestras de leche (OIE, 2015).

v. Leptospirosis

Varios órganos internos (como el hígado, el pulmón, el cerebro y el riñón) y en los líquidos corporales (la sangre, la leche, los líquidos cerebrospinal, torácico y peritoneal) de los animales infectados clínicamente, proporcionan un diagnóstico definitivo de la enfermedad clínica aguda o, en el caso de un feto, de la infección crónica de la madre (OIE, 2015).

El aislamiento de *Leptospira spp* a partir de material clínico y la identificación de las cepas constituyen procesos de larga duración, y se realizan en laboratorios de referencia especializados. Las pruebas serológicas constituyen el medio más ampliamente utilizado para el diagnóstico de la leptospirosis, y la prueba de aglutinación microscópica (MAT) es la prueba serológica estándar. Los enzimo-inmunoanálisis (ELISA) también pueden ser útiles para la detección de anticuerpos contra *Leptospira* (OIE, 2015).

w. Moquillo canino

En el caso del moquillo se toma un hisopado de la conjuntiva del ojo, en la cara interna del tercer párpado/ membrana nictitante (Uranotest).

x. Newcastle

Se debe reportar la denuncia de sospecha de Newcastle al Instituto de Protección y Sanidad Animal- IPSA. Estos se encargaran de tomar la muestra. Se preparan suspensiones en solución antibiótica a partir de hisopos traqueales u orofaríngeos y cloacales (o heces) obtenidos de aves vivas o de heces y muestras combinadas de órganos tomadas de aves muertas que se inoculan en la cavidad alantoidea de huevos de aves de

corral con 9-11 días de embrionaje. Los huevos se incuban a 37°C durante 4– 7 días. El líquido alantoideo de cualquier huevo que contenga embriones muertos o moribundos al eclosionar, así como todos los huevos al final del periodo de incubación se analizan para comprobar si presentan actividad hemoaglutinante y/o empleando métodos moleculares específicos validados (OIE, 2015).

y. Parásitos gastrointestinales

Se envían heces fecales en un frasco recolector y se solicita un Examen general de heces.

z. Pasteurelosis

Según la OIE (2015), se diagnostica a partir de vísceras y órganos como el pulmón, el hígado y el bazo, la médula ósea, las gónadas o la sangre del corazón de aves que mueren por septicemia aguda de la enfermedad, o de los exudados caseosos se puede realizar el aislamiento bacteriano).

aa. Peste porcina Clásica (PPC)

Se debe notificar la sospecha de PPC al Instituto de Protección y Sanidad Animal- IPSA. Estos se encargaran de tomar la muestra.

La detección del virus, del ácido nucleico vírico sangre total con anticoagulante y de anticuerpos en el suero son los mejores métodos para diagnosticar PPC en cerdos vivos, mientras la detección del virus o del ácido nucleico vírico o del antígeno en muestras de órganos resulta más adecuada en cerdos muertos. Ver sección 9.1. Muestras de tejidos (OIE, 2015).

bb. Pequeño escarabajo de la colmena. Apicultura

La infestación por el pequeño escarabajo de las colmenas puede reconocerse de forma indirecta, por los daños infligidos a la colonia entera relacionados con el escarabajo, o de forma directa en los huevos, las larvas y los adultos. Se puede realizar un diagnóstico precoz tras abrir la colonia y encontrar escarabajos adultos bajo la tapa de la colonia, en la tabla que sirve de fondo a la colmena o escondidos en los panales, sobre todo en panales periféricos (OIE, 2015).

cc. Rabia

Se debe notificar la sospecha de Rabia al Instituto de Protección y Sanidad Animal-IPSA. Estos se encargaran de tomar la muestra.

Según la OIE (2015), se envía el cerebro conservado en un frasco con formalina, concretamente, el tronco del encéfalo, el pie del hipocampo, el tálamo, la corteza cerebral y el bulbo raquídeo). Se debe analizar un conjunto de muestras del SNC, y el tronco del encéfalo es el componente más importante de dichas muestras. Se solicita un examen histopatológico. Las células neuronales infectadas se ponen de manifiesto mediante pruebas histológicas, y estos procedimientos revelan agregados de material vírico en el citoplasma de las neuronas (corpúsculos de Negri). Sin embargo, las técnicas histológicas son mucho menos sensibles que los métodos inmunológicos, sobre todo en el caso de muestras autolisadas.

La formalina inactiva el virus, de modo que no pueden utilizarse pruebas para el aislamiento del virus y el diagnóstico se basa en la utilización de una prueba de

inmunofluorescencia (FAT) directa modificada, PCR (menos sensible que las otras pruebas en tejidos frescos), la inmunohistoquímica o la histología (OIE, 2015).

dd. Rinotraqueítis infecciosa bovina

Se envían muestras de suero sanguíneo para solicitar prueba ELISA de detección de anticuerpos.

ee. Salmonelosis

En caso de aves vivas se pueden remitir hisopados cloacales, también se pueden enviar huevos, embriones, excrementos y restos de la incubación; cuando se realiza necropsia de aves enfermas las muestras de tejidos tales como las amígdalas cecales y el bazo son preferibles a las muestras fecales y medioambientales (OIE, 2015).

Los hisopados cloacales o rectales deben enviarse en medio de transporte Stuart. Este medio es proporcionado por el laboratorio.

ff. Sarna o escabiasis

Según la OIE (2015) en muchos casos, los raspados deben tomarse del borde de la lesión, obviamente de sitios con prurito, y de donde haya escamas costrosas y gruesas. Para efectuar un raspado, se coloca la hoja del bisturí u otro instrumento afilado en ángulo recto con respecto a la piel y se raspa la superficie externa de la piel. Cuando se trate de ácaros que anidan en la piel, el raspado debe hacerse con suficiente presión para que fluya sangre del sitio del raspado. Se unta la hoja con una gota de aceite mineral o glicerol, para que se adhiera el material raspado durante el procedimiento

gg. Síndrome disgenésico y respiratorio porcino (SDRP)

Hoy en día se dispone de una gran variedad de pruebas serológicas para detectar en el suero, en líquidos bucales o en jugo de carne los anticuerpos contra el VSDRP (OIE, 2015).

hh. Tuberculosis

Se puede realizar la prueba de la tuberculina para saber si el animal es o no reactor y para determinar la prevalencia de la enfermedad; ésta solo la puede realizar el personal del Instituto de Protección y Sanidad Animal- IPSA.



Fotografía 11. Prueba de tuberculina
Fuente: Tercero D., 2015

Esta prueba consiste en medir el espesor de la piel, inyectando tuberculina bovina por vía intradérmica en la zona medida y midiendo toda posible hinchazón posterior en el punto de inyección 72 horas después (OIE, 2015).

Si se realiza necropsia se envía la lesión del ganglio linfático u otra parte afectada como por ejemplo: pulmón conservado en formalina para solicitar el examen histopatológico.

ii. Trichomoniasis

Según la OIE (2015). Se observan en las pruebas de cultivo de muestras prepuciales de toros infectados y en los lavados vaginales o mucus cérvico-vaginal de las vacas infectadas, o, a veces, en los fetos abortados. Se puede solicitar el examen por microscopia

jj. Tripanosomosis

Se pueden utilizar varias técnicas de detección de parásitos, incluyendo el examen microscópico de gota gruesa o fina de sangre, húmeda o seca-teñida (OIE, 2015).

1.4.1. Descripción de pruebas diagnósticas según la OIE

Cuadro 2. Abreviaturas y acrónimos de pruebas diagnósticas

Abreviaturas y acrónimos	
Agent id.	Identificación del agente patógeno (Agent identification)
Agg.	Prueba de aglutinación (Agglutination test)
AGID	Inmunodifusión en agar gel (Agar gel immunodiffusion)
BBAT	Prueba del antígeno de <i>Brucella</i> tamponado (Buffered <i>Brucella</i> antigen test)
CF	Fijación del complemento (Complement fixation [test])
DTH	Prueba de hipersensibilidad retardada (Delayed-type hypersensitivity)
ELISA	Método inmunoenzimático (Enzyme-linked immunosorbent assay)
FAVN	Neutralización de virus por anticuerpos fluorescentes (Fluorescent antibody virus neutralisation)
FPA	Prueba de polarización en fluorescencia (Fluorescence polarisation assay)
HI	Inhibición de hemaglutinación (Haemagglutination inhibition)
IFA	Inmunofluorescencia indirecta (Indirect fluorescent antibody [test])
MAT	Prueba de aglutinación microscópica (Microscopic agglutination test)
NPLA	Ensayo de neutralización vinculado con peroxidasa (Neutralising peroxidase-linked assay)
PCR	Prueba de reacción en cadena por polimerasa (Polymerase chain reaction)
PRN	Neutralización por reducción de placas (Plaque reduction neutralisation)
VN	Neutralización de virus (Virus neutralisation)
_	Ninguna prueba indicada por ahora

Cuadro 3. Pruebas de diagnóstico prescritas y de sustitución para las enfermedades de la lista de la OIE

Enfermedad	Pruebas prescritas	Pruebas de sustitución
Enfermedades de la lista de la OIE		
Enfermedades comunes a varias especies		
Enfermedad de Aujeszky	ELISA, VN	-
Lengua azul	Agent id., ELISA, PCR, VN	AGID
Fiebre aftosa	ELISA, VN	CF
Cowdriosis	-	ELISA, IFA
Leptospirosis	-	MAT
Miasis (<i>Cochliomyia hominivorax</i> y <i>Chrysomya bezziana</i>)	-	Agent id.
Paratuberculosis	-	DTH, ELISA
Rabia	ELISA, VN	-
Fiebre del Valle del Rift	VN	ELISA, HI
Peste bovina	ELISA	VN
Triquinelosis	Agent id.	ELISA
Tularemia	-	Agent id.
Estomatitis vesicular	CF, ELISA, VN	-
Bovidae		
Anaplasmosis bovina	-	CAT, CF
Babesiosis bovina	PCR	CF, ELISA, IFA
Brucelosis bovina	BBAT, CF, ELISA, FPA	-
Campilobacteriosis genital bovina	Agent id.	-
Tuberculosis bovina	Prueba de tuberculina	Gamma interferon
Perineumonía contagiosa bovina	CF, ELISA	-
Leucosis bovina enzoótica	AGID, ELISA	PCR
Septicemia hemorrágica	-	Agent id.
Rinotraqueítis infecciosa bovina/ vulvovaginitis pustular infecciosa	Agent id. (semen únicamente), ELISA, PCR, VN	-
Dermatosis nodular contagiosa	-	VN
Teileriosis	Agent id., IFA	-
Tricomonosis	Agent id.	Muco-agg.

Enfermedad	Pruebas prescritas	Pruebas de sustitución
Caprinae		
Brucelosis caprina y ovina (no debida a <i>Brucella ovis</i>)	BBAT, CF, ELISA, FPA	Prueba de brucelina
Artritis/encefalitis caprina	AGID, ELISA	-
Maedi-visna	AGID, ELISA	-
Pleuroneumonía contagiosa caprina	-	-
Aborto enzoótico de las ovejas	-	CF
Epididimitis ovina (<i>Brucella ovis</i>)	CF	ELISA
Peste de pequeños rumiantes	VN	ELISA
Viruela ovina y viruela caprina	-	VN
Peste equina	CF, ELISA	Agent id. (PCR a tiempo real), VN
Metritis contagiosa equina	Agent id.	-
Durina	CF	ELISA, IFA
Encefalomiелitis equina (del Este o del Oeste)	-	CF, HI, PRN
Anemia infecciosa equina	AGID	ELISA
Gripe equina	-	HI
Piroplasmosis equina	ELISA, IFA	CF
Rinoneumonía equina	-	VN
Arteritis viral equina	Agent id. (semen únicamente), VN	-
Muermo	CF	-
Encefalomiелitis equina venezolana	-	CF, HI, PRN
Suidae		
Peste porcina africana	ELISA	IFA
Peste porcina clásica	ELISA, FAVN, NPLA	-
Brucelosis porcina	BBAT, CF, ELISA, FPA	-
Enfermedad vesicular porcina	VN	ELISA
Gastroenteritis transmisible	-	VN, ELISA

Enfermedad	Pruebas prescritas	Pruebas de sustitución
Aves		
Bronquitis infecciosa aviar	-	ELISA, HI, VN
Laringotraqueítis infecciosa aviar	-	AGID, ELISA, VN
Influenza aviar	Aislamiento de virus con prueba de patogenicidad	AGID, HI
Micoplasmosis aviar (<i>Mycoplasma gallisepticum</i>)	-	Agg., HI
Pulorosis/tifosis aviar	-	Agent id., Agg.
Bursitis infecciosa	-	AGID, ELISA
Enfermedad de Marek	-	AGID
Enfermedad de Newcastle	Aislamiento de virus	HI
Leporidae		
Mixomatosis	-	AGID, CF, IFA
Enfermedad hemorrágica del conejo	-	ELISA, HI

(OIE, 2015)

Las «pruebas prescritas» son las que se consideran óptimas para determinar el estado sanitario de los *animales* antes de exportarlos. Las «pruebas de sustitución» no ofrecen el mismo grado de fiabilidad que las «pruebas prescritas» en cuanto a la ausencia de *infección* en los *animales*. Sin embargo, la Comisión de normas de la OIE para los animales terrestres considera que una «prueba de sustitución» escogida de mutuo acuerdo por el *país importador* y el *país exportador* puede proporcionar datos interesantes para evaluar los *riesgos* asociados a cualquier proyecto de comercio de *animales* o productos de origen animal. Las *enfermedades* para las que el *Código terrestre* no prescribe ninguna prueba no Fotografían en los cuadros.

**CAP
II.**



Importancia de la conservación y envío de muestras



Contenido

- 2.1 Errores en la toma, conservación y envío de muestras**
- 2.2 Conservación de las muestras**
 - 2.2.1 Consideraciones especiales para bacteriología
- 2.3 Envío de las muestras al laboratorio**

Capítulo II.

Importancia de la conservación y envío de muestras

Una muestra es un tejido o fluido obtenido del paciente en estudio, ésta es representativa cuando se obtiene de la lesión patognomónica de la enfermedad sospechosa. La importancia radica en que su análisis en un laboratorio permite establecer un diagnóstico definitivo. (OIE, 2015).

Estas deberán obtenerse aplicando medidas de bioseguridad y bioprotección adecuadas con el fin de prevenir la contaminación del medio, de las personas que las manipulen y de las que lleven a cabo el muestreo, así como para prevenir la contaminación cruzada de las muestras en sí. Para garantizar su aceptación en el laboratorio, la muestra debe ser enviada en condiciones que aseguren su conservación. (OIE, 2015).

Asimismo, la identificación de la muestra es de máxima importancia, consiste en escribir el código o nombre del animal en el recipiente donde el espécimen fue recolectado. Además, debe incluirse el formato de remisión de muestras del laboratorio en el que se analizará.

Es necesario incluir una historia clínica adecuada y no omitir detalles tales como:

1. Duración de la enfermedad
2. Número de animales afectados
3. Incidencia de mortalidad y



Fotografía 12. Identificación de la muestra

Fuente: Tercero D., 2015

- morbilidad
4. Edad de los animales afectados
5. Tipo de ambiente en el que habita el paciente
6. Tipo de alimentación
7. Posibilidad de contacto con animales vecinos que sufran de enfermedad similar
8. Descripción de los síntomas clínicos (Archer *et al.*, 2012)

Tal registro de la historia y sintomatología del brote epizoótico será de mayor valor para el laboratorio que sólo el diagnóstico emitido por el veterinario.

Si la muestra es enviada, se incluirá la información en una envoltura sellada y atada firmemente al exterior del paquete. El escrito se colocará en el interior del bulto. Se evitará colocar dicho escrito donde pueda ser contaminado por el líquido de la muestra (OIE, 2015).

Se pueden remitir los tipos siguientes de muestras:

- a) Sangre, suero y plasma
- b) Orina
- c) Otros líquidos corporales: Leche, Semen, LCR, líquido sinovial.
- d) Heces
- e) Muestras de pelo y raspado de piel
- f) Muestra de tejidos



Fotografía 13. Embalaje de muestras
Fuente: Tercero D., 2015

El volumen o cantidad de muestra debe ser suficiente como para llevar a cabo un análisis inicial y las posibles pruebas confirmativas posteriores, y para que quede muestra residual suficiente como referencia o para guardarla en archivo (OIE, 2015).

2.1 Errores en la toma, conservación y envío de muestras

Es importante mencionar que los descuidos en la recogida de las muestras, en la conservación o en su envío, pueden dar lugar a que éstas lleguen totalmente inadecuadas para el examen que se

pretende que se haga en el laboratorio. El número de errores que se pueden dar es considerable; sin embargo, las causas de deterioro que se encuentran más comúnmente, son las siguientes:

a) Hemólisis



Fotografía 14. Hemólisis
Fuente: Tercero D., 2015

Se presenta tanto en las muestras de sangre que contienen anticoagulante, como en las muestras de sangre coagulada que se remite para hacer pruebas serológicas y bioquímicas en suero. Se recomienda encarecidamente que la sangre coagulada no se remita al laboratorio, sino solamente el suero, después de separar el coágulo (Day *et al.*, 2012).

La hemólisis se puede deber a las siguientes causas:

- Trauma durante la recogida, particularmente si se emplea en una jeringa
- Agitación excesiva (ejemplo, cuando se mezcla la sangre con el anticoagulante o en el transporte)
- Congelación de la sangre

- Alta temperatura, antes o durante el transporte al laboratorio
- Empleo de aguja o jeringa húmeda
- Vaciamiento brusco de la jeringa a través de la aguja



Fotografía 15. Vaciamiento brusco de la sangre
Fuente: Castro R, 2015

- Descomposición bacteriana
- Presencia de contaminantes químicos
- Utilización de éter para el secado de la jeringa

(Archer *et al.*, 2012; Day *et al.*, 2012).

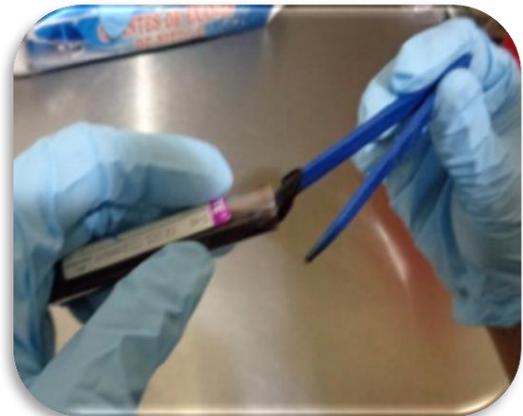
b) **Muestra de sangre coagulada**

La coagulación completa de una muestra de sangre que se remite para el examen hematológico, hace tal examen imposible, y la coagulación parcial rinde resultados bastantes inexactos. (Day *et al.*, 2012).

Generalmente se originan por:

- Ausencia, o insuficiencia de anticoagulante.
- Extracciones dificultosas y traumáticas que estimulan el mecanismo de coagulación.

Descuido al mezclar adecuadamente la sangre y el anticoagulante, inmediatamente después de la recogida o por no mezclarlos durante la recogida si el flujo de sangre es bajo (Vacuette, sf).



Fotografía 16 Coagulo en muestra de sangre
Fuente: Tercero D., 2015

- c) **Cantidad insuficiente de una muestra líquida para el examen,** se puede deber a las siguientes causas:

- Derramamiento en el transporte.
- Descuido para recoger una cantidad suficiente.

(Archer *et al.*, 2012)

La descomposición bacteriana o inclusive el desarrollo bacteriano discreto inutilizan a la muestra para exámenes bacterianos. (Bush, 1982)

Algunas de las causas son:

- Contaminación con material fecal o intestinal.
- Otras contaminaciones con basura o suciedad.
- Temperaturas demasiado elevadas durante su transporte.
- Transporte de larga duración.

(Archer *et al.*, 2012)



Fotografía 17. Cantidad insuficiente de muestra.
Fuente: Tercero D., 2015

d) **La destrucción de bacterias;** como resultado de la adición de conservadores a la muestra que se va a examinar bacteriológicamente. (Cortadellas, 2010).

e) **La desecación** inutiliza algunas muestras, tales como las de pus, y es causada por:

- Una muestra demasiado escasa.
- Un cerrado no hermético que permita la evaporación. Si pone la muestra en un recipiente no cerrado herméticamente al aire, permitirá su

evaporación, especialmente en tiempo caluroso.

- Desecación de hisopos se puede originar a causa del retraso en el transporte.

(Archer *et al.*, 2012)



Fotografía 18. Muestra desecada.
Fuente: Tercero D., 2012

f) **La autólisis**, o sea la digestión de un tejido por sus propias enzimas, se puede presentar en porciones de tejido, o en animales muertos remitidos al laboratorio, especialmente si se ha incrementado el tiempo empleado para llegar al destinatario y/o la temperatura ambiente (Bush, 1982).

La autólisis también se puede presentar en el centro de un trozo de tejido, que es demasiado grande para que el fijador penetre completamente en él.

g) **La fragmentación** es igualmente perjudicial y da por resultado un examen histopatológico inadecuado.

La fragmentación de las muestras de tejido fijado; se puede deber a:

- Empleo de un cuchillo sin filo o tijeras mal afiladas para los cortes.
- Forzar la muestra en una botella de poca capacidad.
- La utilización de deshidratantes y conservadores en cantidad insuficiente o inadecuada, durante el transporte.
- Congelación de la muestra mediante hielo seco o en una unidad de congelación profunda (Bush, 1982).

h) **Proteólisis**, o sea la degradación de las proteínas. El resultado final de la acción proteolítica es la producción de aminoácidos. Puede ocurrir por:

- Reacciones químicas.
- Procesos enzimáticos.

2.2 Conservación de las muestras

Existen numerosas sustancias conservadoras. Cada una tiene sus propias ventajas y limitaciones. Sin embargo, mediante la selección cuidadosa de la más apropiada para el caso, no debe estropearse ninguna muestra. (Barber *et al.*, 2013).

La refrigeración es un conservador sumamente efectivo y es particularmente útil para muestras de tejido, tales como: pequeños fragmentos de reses muertas para exámenes bacteriológicos y estudios anatomopatológicos.



Fotografía 19. Gel refrigerante
Fuente: Tercero D., 2015



Fotografía 20. Hielo en botella.
Embalaje frío
Fuente: Tercero D., 2015

Nunca debe ponerse en contacto directo con el hielo seco la muestra enviada ya que esto produce una congelación innecesaria. Asimismo no se utilizará para el hielo seco un recipiente (de metal o vidrio) a prueba de aire, ya que la presión generada al volatilizarse el sólido puede provocar una pequeña explosión.

Cuadro 4. Condiciones de almacenamiento y conservación de las muestras durante el transporte

Condición	Temperatura
Ambiente	20 a 25°C
Refrigeración	2 a 8 °C
Congelación	-20°C
Criopreservación	-80°C

(González et al., 2011)

Para mayor seguridad debe utilizarse el hielo natural. Se coloca la muestra en un recipiente a prueba de fugas de agua. Este a su vez se encierra en otro recipiente también a prueba de fugas de agua, y de dimensiones mucho mayores. Se llena el espacio que queda entre ambos con fragmentos de hielo. Este método es particularmente adecuado para la preservación de semen y muestras de sangre total, que cuando son congeladas por hielo seco se deterioran por completo.



Fotografía 21. Transporte de muestras de sangre
Fuente: Tercero D., 2015

Los conservadores químicos se clasifican según sus efectos. Cada una de dichas clases tiene un lugar específico como preservativo.

Las soluciones deshidratantes y fijadoras se utilizan para la conservación de muestras destinadas a estudios histopatológicos. La solución de formol al 10%, que equivale aproximadamente un 4% de formaldehído gas, es la más usada y es muy satisfactoria. El alcohol puro e incluso alcohol al 90 % son asimismo útiles, aunque son inferiores a la formalina. El alcohol ordinario para fricciones cuyo por ciento oscila del 50 al 70 % no es conveniente. Es importante emplear una cantidad importante de la solución conservadora de 8 a 10 veces el volumen de la muestra (Bush, 1982).

Las soluciones bactericidas son utilizables cuando se van a realizar exámenes parasitológicos de rutina.

Las sustancias químicas que inhiben el desarrollo bacteriano se utilizan cuando las bacterias deben mantenerse a un mínimo.

- El ácido bórico o el bórax en su forma pulverizada se utiliza para conservar pequeños órganos o porciones de tejido que se han

extirpado durante la necropsia, cuando no se requiere un estudio bacteriológico. Debe cubrirse completamente la muestra con el polvo y colocarse en un recipiente adecuado (Bush, 1982).

El ácido bórico no evita la descomposición si el material ha estado en contacto con el contenido intestinal o ha sido contaminado por materia fecal. **Si la muestras se envía antes de 24hrs no es necesaria la aplicación de este químico** (Benhamin, 1990).

- Actidione (cicloheximida) permite el crecimiento de las bacterias e inhibe el crecimiento de la mayoría de levaduras y mohos, excepto dermatofitos. (HIMEDIA, 2011).

2.2.1 Consideraciones especiales para bacteriología

Es innecesario decir que todos los recipientes en los que se remiten las muestras para el examen bacteriológico, deben estar inicialmente estériles, y se debe tener mucho cuidado para evitar introducir contaminación en la muestra.

Los conservadores destruyen o inhiben generalmente el crecimiento de microorganismos bacterianos, por lo cual rinden muestras inútiles para el cultivo e incluso pueden destruir los gérmenes por lo que no se pueden detectar en las extensiones teñidas. Por lo tanto, el empleo de conservadores está contraindicado en definitiva (Bush, 1982).

Las muestras se pueden remitir, en cualquiera de las formas indicadas, esto es, como líquidos orgánicos (orina, leche,

etc.), pus, heces, tejidos o hisopos. La sangre para el examen bacteriológico, es mejor añadirla directamente a un medio enriquecido, generalmente caldo dextrosado que contiene “Liquoid” o saponina, aunque se puede emplear el medio de carne cocida de Robertson (Difco, Oxoid, Southern Group, Wellcome), en especial si el examen requerido es principalmente para microorganismos anaerobios. La sangre se debe añadir al último medio de la proporción de una parte de sangre por 10 partes de medio.

Los hisopados deben enviarse en un medio de enriquecimiento o un medio de transporte para evitar la deshidratación o desecación de la muestra. Los medios de enriquecimiento o de transporte deben solicitarse al laboratorio previo a la toma de la muestra, para que esta llegue viable al laboratorio.

El pus se recoge mejor en un frasco que en un hisopo puesto que es menos probable que se seque durante el tránsito. Si se extrae todo un absceso, se debe colocar sin conservadores, dentro de un frasco estéril con tapa de rosca.

2.3 Envío de las muestras al laboratorio

Es esencial contactar con el laboratorio al que se intenta remitir la muestra, antes de hacerlo, si:

- 1- El examen requerido no es uno de los que se hace rutinariamente.
- 2- Si hay alguna duda acerca de la cantidad de muestra que se debe enviar, la concentración del conservador (si hiciera falta

alguno) que se ha de añadir o el recipiente que se debe emplear (Bush, 1982).



Fotografía 22. Laboratorio
Fuente: Tercero D., 2015

Según Bush (1982) la información requerida generalmente por el laboratorio es la siguiente:

- 1- El nombre, dirección, y número de teléfono del veterinario que atiende el caso.
- 2- La especie, raza, edad y sexo del animal del cual se han recogido las muestras.
- 3- Nombre del propietario del animal.

- 4- La naturaleza de la muestra remitida, especialmente cuando esta no es obvia.
- 5- La fecha de recogida la muestra.
- 6- El diagnóstico presuntivo (enfermedad sospechada), junto con un breve historial del caso y los detalles de los signos clínicos cuando sea posible.
- 7- La naturaleza de cualquier conservador empleado.

Cuando se requieran pruebas bioquímicas de sangre, es útil para el laboratorio, anotar el intervalo de tiempo entre la comida previa de animal y la recogida de la muestra (Bush, 1982).

Los materiales biológicos deberán empaquetarse de tal forma que se evite por completo una posible fuga, y a continuación se etiquetarán (OIE, 2015).

Cuando se remite un pequeño trozo de tejido para el examen histológico, es aconsejable incluir una descripción de la estructura total u órgano del que se ha extraído (ejemplo, el tamaño de un tumor, el aspecto del órgano, etc.) con referencia particular a algunas características anormales (Bush, 1982).

El tiempo que máximo que puede transcurrir entre la toma de muestra y la recepción de ésta al laboratorio, se detalla en cada capítulo.

Ejemplo de hoja de Remisión de exámenes de laboratorio

	DIVISION VETERINARIA- LABORATORIO CLINICO HOJA DE REMISION DE EXAMENES	
Propietario: <input style="width: 150px; height: 15px;" type="text"/> Nombre animal: <input style="width: 150px; height: 15px;" type="text"/> E-mail / Teléfono: <input style="width: 150px; height: 15px;" type="text"/> Centro veterinario / Dr. Dra.: <input style="width: 150px; height: 15px;" type="text"/>	Edad: <input style="width: 80px; height: 15px;" type="text"/> Sexo: <input style="width: 80px; height: 15px;" type="text"/> Especie: <input style="width: 80px; height: 15px;" type="text"/> Raza: <input style="width: 80px; height: 15px;" type="text"/>	
Historial relacionado y sospecha clínica: <div style="border: 1px solid black; height: 40px; width: 100%; margin-top: 5px;"></div>		
HEMATOLOGÍA <input type="checkbox"/> Hemograma <input type="checkbox"/> BHC <input type="checkbox"/> Plaquetas <input type="checkbox"/> Extendido Periférico <input type="checkbox"/> Hemoglobina <input type="checkbox"/> Hematocrito <input type="checkbox"/> VSG <input type="checkbox"/> Reticulocitos <input type="checkbox"/> Hemoparásito (Especies menores) <input type="checkbox"/> Hemoparásito (Especies mayores) BIOQUÍMICA <input type="checkbox"/> ALT (GPT) <input type="checkbox"/> AST (GOT) <input type="checkbox"/> Bilirrubina Total y Fraccionada <input type="checkbox"/> Creatinina <input type="checkbox"/> Fosfatasa alcalina <input type="checkbox"/> Glucosa	ORINA <input type="checkbox"/> Proteinuria <input type="checkbox"/> Glucosuria <input type="checkbox"/> Urianálisis (EGO) SEROLOGIA CANINA <input type="checkbox"/> <i>Parvovirus-Coronavirus (Ag)</i> <input type="checkbox"/> <i>Ehrlichia canis</i> <input type="checkbox"/> <i>Prueba de gestación</i> <input type="checkbox"/> <i>Proteína C Reactiva</i> PARASITOLOGÍA <input type="checkbox"/> Parasitológico heces flotación <input type="checkbox"/> Examen general de heces (EGH) <input type="checkbox"/> Conteo de huevos <input type="checkbox"/> Citología Fecal <input type="checkbox"/> Sangre oculta en heces	MICROBIOLOGIA <input type="checkbox"/> Tinción GRAM <input type="checkbox"/> Tinción Ziellh-Neelsen <input type="checkbox"/> Urocultivo <input type="checkbox"/> Coprocultivo <input type="checkbox"/> Cultivo ótico <input type="checkbox"/> Hemocultivo <input type="checkbox"/> Cultivo para dermatofitos <input type="checkbox"/> Cultivo de..... OTROS <input type="checkbox"/> Tipo y Rh <input type="checkbox"/> Coombs directo <input type="checkbox"/> Coombs Indirecto <input type="checkbox"/> Prueba de compatibilidad sanguínea <input type="checkbox"/> Raspado de piel (Ectoparásitos) <input type="checkbox"/> KOH para hongos <input type="checkbox"/> Otros.....

Fuente: Laboratorio Clínico División Veterinaria, 2015



Muestras hematológicas



Contenido

3.1 Hematología

...

3.1.5 Métodos de extracción de sangre

3.1.6 Sitios de extracción

3.2 Punción arterial y análisis de gases en sangre

3.3 Pruebas de coagulación

3.4 Bioquímica sanguínea

3.5 Serología

Capítulo III.

Muestras hematológicas

Los análisis de sangre son un importante apoyo al diagnóstico clínico que permiten, no sólo rectificar el diagnóstico provisional, sino también descubrir procesos subclínicos o asintomáticos en los que no habíamos reparado y que pueden ser causa de baja producción o incremento de los índices de transformación, en animales aparentemente normales (Day *et al.*, 2012).

Dependiendo de los exámenes a realizar se necesitará sangre entera, plasma o suero. Aproximadamente, por cada 10 ml de sangre se obtienen de 3 a 5 ml de suero o plasma.

Según Bush, 1982, la sangre se puede remitir, en una de las formas siguientes, para su examen:

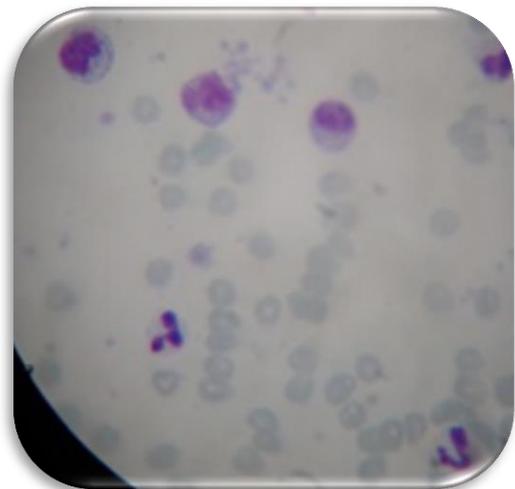
- a. Sangre total mezclada con anticoagulante (generalmente EDTA dipotásico) para el examen hematológico.
- b. Sangre total que contiene un anticoagulante y un inhibidor enzimático (generalmente fluoruro sódico más oxalato potásico, ver imagen) para la determinación de glucosa en sangre.
- c. Sangre total en caldo dextrosado (u otro medio líquido, *i.e.* infusión cerebro-corazón) para el examen bacteriológico.

- d. Extensiones de sangre en portaobjetos. Estas se deben fijar en alcohol antes de remitirlas, con el objetivo de descartar bacterias o parásitos.
- e. Suero (o plasma) para determinaciones bioquímicas y pruebas serológicas. Para algunas determinaciones especiales (niveles de cortisona plasmática) se puede requerir plasma, pero en general son preferibles las muestras de suero.

Es innecesario decir que todos los recipientes en los que se remiten las muestras para el examen bacteriológico, deben estar inicialmente estériles, y se debe tener mucho cuidado para evitar introducir contaminación en la muestra.

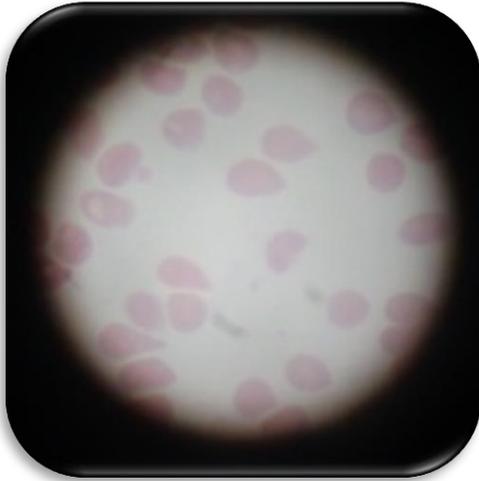
3.1 Hematología

Según Day *et al* (2015) la biometría hemática completa o hemograma es un examen que proporciona ayuda al clínico; puesto que en este se obtiene el recuento de:



Fotografía 23. Examen diferencial de células blancas. Se observan neutrófilos y monocitos.
Fuente: Tercero D., 2015

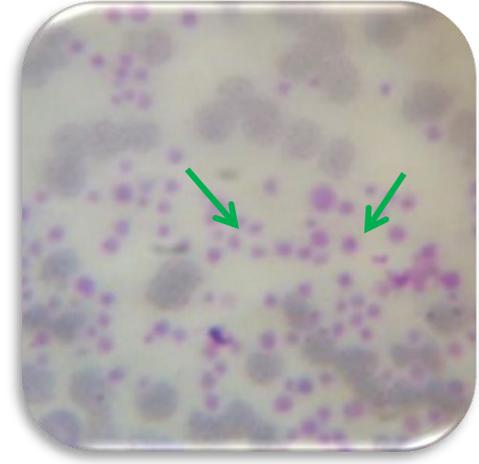
- Células de la serie blanca, cuyo aumento o disminución corresponde al trabajo del sistema inmune para contrarrestar al antígeno al que está expuesto el organismo.



Fotografía 24. Dacriocitos. Observados en el frotis sanguíneo de un canino
Fuente: Tercero D., 2015

- Células de la serie roja, que proporcionan información sobre el porcentaje de hemoglobina presente en la sangre, para determinar si el paciente presenta anemia; además, permite calcular otros índices eritrocitarios que

permiten clasificar el tipo de anemia. Otro aspecto importante es que se puede observar la forma de los glóbulos rojos y esto permite detectar patologías que producen alteraciones en la morfología de los eritrocitos.



Fotografía 25. Plaquetas. Observadas en el frotis sanguíneo de un canino
Fuente: Tercero D., 2015

- Células plaquetarias, que su conteo permite establecer el diagnóstico de la fase en la que se encuentra la enfermedad, por ejemplo: *Ehrlichia canis*; y además permite conocer la causa de un sangrado excesivo o la coagulación de la sangre.

3.1.1 Grosor de agujas en dependencia de la especie

Cuadro 5. Grosor de las agujas

Espece	Sitio de punción	Calibre de aguja	Long. (pulg)
Equino	Vena yugular	14 – 18	2,5 - 3,0
Bovino	Vena yugular, coxígea, o subcutánea abdominal	14 – 18	2,5 - 3,0
Ovino	Vena yugular	16 – 18	2,5 - 3,0
Caprino	Vena yugular	16 – 18	2,5 - 3,0
Porcino	Vena cava anterior o auricular externa	19 – 21	1,5 - 4,0
Ave	Punción cardíaca o vena radial	21 – 27	1,0
Hámster	Punción cardíaca o seno retroorbitario	22 – 25	1,5
Canino	Vena cefálica o safena	20 – 22	1,5
Felino	Vena cefálica o safena	20 – 22	1,5
Conejo	Punción cardíaca, vena yugular o vena auricular	19 – 23	2,0
Cuyo	Punción cardíaca o seno retroorbitario	22 – 25	2,5

(Fuente: Laboratorio de Especialidades Clínicas Veterinarias LECLINVET)

3.1.2 Recipientes

Cuadro 6. Color de tapón del tubo, según el aditivo

Tipo de tubo VACUETTE®	Color del tapón	Aditivo	Uso propuesto
Suero		Activador de coágulo	Determinaciones en suero para bioquímica, microbiología, inmunología, TDM
Suero con gel		Activador de coágulo y gel separador	Determinaciones en suero para bioquímica, microbiología, inmunología, TDM
Suero con gránulos		Activador de coágulo y gránulos	Determinaciones en suero para bioquímica, microbiología, inmunología
Suero para pruebas cruzadas		Activador de coágulo	Determinaciones en suero para análisis de pruebas cruzadas de histocompatibilidad

Plasma		Heparina sódica	Determinaciones en plasma heparinizado para bioquímica
Plasma		Heparina de litio Heparina amónica	Determinaciones en plasma heparinizado para bioquímica
Plasma con gel		Heparina de litio y gel separador	Determinaciones en plasma heparinizado para bioquímica
EDTA		K2 EDTA K3 EDTA	Determinaciones en sangre total con EDTA para hematología
EDTA para pruebas cruzadas		K3 EDTA	Determinaciones en sangre total con EDTA para análisis de pruebas cruzadas de histocompatibilidad
EDTA con gel		EDTA K2 y gel separador	Determinaciones en sangre total con EDTA para identificar virus, parásitos y bacterias en biología molecular
Coagulación		Citrato sódico (3.2%) Citrato sódico (3.8%)	Determinaciones en plasma con citrato para análisis de coagulación
CTAD		CTAD (3.2%)	Determinaciones en plasma con citrato para análisis de coagulación cuando se intenta evitar la aparición de factores plaquetarios en la sangre
Glucosa		Anticoagulante Inhibidor de glicolisis	Determinaciones en sangre total anticoagulada y estabilizada o plasma para determinación de glucosa y lactato
Traza de metales		Activador de coágulo Heparina sódica	Determinaciones en suero / plasma heparinizado para análisis de traza de metales
Grupo sanguíneo		ACD-A ACD-B CPDA	Determinaciones en sangre total con ACD / CPDA para análisis del grupo sanguíneo

(Vacuette, sf)

3.1.3 Anticoagulantes

Cuadro 7. Anticoagulantes

Producto	Modo de acción	Cantidad necesaria para 10ml de sangre	Ventajas	Desventajas
EDTA (sales de K o Na de ácido tetraacético de etil-endiamina, Versenate, Versene, Sequestrene)	Forma sales insolubles de Ca.	10-20mg (1ml de solución al 1% secada a temperatura ambiente o en incubadora)	Excelente para preservar el poder por 6 horas, se recomienda para los procedimientos hemotológicos de rutina; preserva los elementos celulares mejor que la heparina o los oxalatos.	La EDTA de sal de Na es menos soluble que la de K, por eso se recomienda la sal dipotásica; más de 2mg hace que las células se arruguen.
Heparina	Antitrombina y antritroblastina	1-2 mg (0.2 ml de solución al 1%); se puede humedecer la jeringa y la aguja con la solución estéril concentrada(10 mg/ml).	Menor efecto en el tamaño y hemólisis de los eritrocitos; se usa para el análisis de gases sanguíneos.	Puede producir amontonamiento de los leucocitos, no está indicando para hacer frotis porque interfiere con la tinción de los leucocitos; es costosa, no evita la coagulación por más de 8 horas, no es adecuada para pruebas de aglutinación ni del tiempo de protrombina.
Oxalato de potasio	Se une con el Ca para formar oxalato de calcio insoluble.	20 mg o 2 gotas de solución al 20% secada en incubadora o en el horno a 55°C (el sobrecalentamiento convierte los oxalatos en carbonatos).	Muy soluble.	Produce un encogimiento del volumen celular del 6 al 8%, por lo tanto, es pobre para el VPC y la cuenta diferencial; en exceso interfiere con la precipitación de las proteínas; niveles de glucosa muy bajos; altera la distribución electrolítica; es tóxico.

Producto	Modo de acción	Cantidad necesaria para 10ml de sangre	Ventajas	Desventajas
Oxalato de sodio	Se une con el Ca para formar oxalato de calcio insoluble.	20 mg; para el tiempo de protrombina se usan 0.5ml de oxalato de sodio de solución al 0.1M en exactamente 4.5ml de sangre.	Se usa principalmente para el tiempo de protrombina.	Igual que para el oxalato de potasio; encoge las células.
Oxalato de litio	Se une con el Ca para formar oxalato de calcio insoluble.	20 mg (1ml de solución al 1.5% evaporada sólo para permitir la desecación en incubadora a 37°C).	Más soluble que el oxalato de sodio o potasio.	Igual que para el oxalato de potasio, encoge las células.
Citrato de litio	Inactiva los iones de Ca.	30 mg	Ocasionalmente se usa para los constituyentes minerales de la sangre total.	No es práctico para el rutinario.
Fluoruro de sodio y timol	Forma un componente de Ca débilmente disociado.	100 mg de fluoruro de sodio y 10mg de timol.	Anticoagulante y preservativo; excelente preservativo para la glucosa sanguínea ya que interfiere con el sistema enzimático participando en la glucólisis.	Interfiere con los métodos enzimáticos para la glucosa y el NUS (ureasa); el timol produce valores elevados en el método de ferricianuro.

Producto	Modo de acción	Cantidad necesaria para 10ml de sangre	Ventajas	Desventajas
Solución B de ACD (dextrosa de citrato ácido)		Para transfusiones se usan 25ml de solución ACD x 100ml de sangre (14.7 g de dextrosa; 13.2 g de citrato trisódico; 4.4 g ácido cítrico, anhídrido, 1000ml agua destilada c.b.p; pasar por autoclave).	Se recomienda para transfusiones de sangre.	

(Benjamín, 1990)

3.1.4 Orden de toma para recolección de sangre venosa

El siguiente cuadro indica la secuencia a seguir en caso que se deseen extraer varias muestras de sangre de un mismo paciente con el método Vacutainer.

Cuadro 7. Orden de toma de muestra para la recolección de sangre venosa

Tapón	Contenido de tubo	Área de uso	Inversiones
	Hemocultivo	Microbiología	5 veces
	Citrato de sodio	Coagulación (Tiempos de coagulación fibrinógeno, y agregación plaquetaria)	3 a 4 veces
	Gel separador	Química clínica	5 veces
	Sin anticoagulante, con activador de coagulación, con silicón	Química clínica, banco de sangre serología	8 a 10 veces
	Gel separador y trombina	Obtención de suero rápido	5 a 6 veces
	Gel separador y heparina de litio	Química clínica en plasma	5 veces
	Heparina de sodio/litio	Química clínica (urgencias) hematología (fragilidad osmótica)	8 a 10 veces
	EDTA _{K₂}	Hematología, banco de sangre	8 a 10 veces
	Gel separador y EDTA _{K₂}	Determinaciones de carga viral	8 a 10 veces
	Oxalato de Potasio/NaF	Química clínica, pruebas de lactato y glucosa	8 veces

(Vacuette, sf)

3.1.5 Métodos de extracción de sangre

Existen cuatro métodos para realizar la extracción de sangre, que pueden emplearse en los diferentes sitios de toma de muestra sanguínea, en dependencia del tamaño y temperamento del animal, el calibre de la vena, los medios disponibles y la confianza del clínico hacia determinado procedimiento.

3.1.5.1 Vacutainer

a) Se quita la cobertura de la aguja vacutainer, a continuación la parte posterior de la aguja se enrosca en la camisa vacutainer.



Fuente: Tercero D., 2015

b. Realizar la punción venosa en forma acostumbrada. Cuando la aguja esté en vena, se colocan dos dedos por debajo del borde del soporte. El pulgar de la misma mano se pone en el extremo del tubo y posteriormente se empuja el tubo con el pulgar hasta que la aguja (porción cubierta por hule) penetre en el tapón del tubo.



Fuente: Tercero D., 2015

Si la aguja se encuentra en vena, la sangre fluirá hacia el tubo. Si no entra sangre al tubo, hay que buscar la vena hasta que aparezca el flujo de sangre. Mientras el tubo se está llenando se retira la presión de la vena o el torniquete.

Se pueden obtener numerosas muestras de una sola punción venosa. Cuando se usan agujas *vacutainer* normales se puede detener el flujo presionando el bisel de la aguja contra la pared de la vena mientras se cambian los tubos. Se extrae el tubo (como se muestra en la imagen) y se introduce el siguiente tubo.



Fuente: Tercero D., 2015

- c. Cuando se ha obtenido la cantidad de sangre requerida, se extrae la aguja y se ejerce presión con un algodón seco en el área de punción para evitar que continúe el sangrado.

Cuadro 8. ¿Qué debemos hacer si la sangre no fluye hacia el interior del tubo?

Posibles causas	Solución
El bisel de la punta de la aguja colapsa la vena	Girar la aguja con cuidado dentro del lumen de la vena
La aguja atravesó la pared de la vena	Tirar del portatubos y aguja suavemente hacia atrás
La aguja no está completamente dentro de la vena	Empujar con cuidado la aguja hacia delante
El torniquete estaba demasiado apretado o ha estado puesto demasiado tiempo	Aflojar el torniquete
El tubo ya ha sido utilizado o ha sido abierto previamente (ha quedado sin vacío)	Desechar el tubo y utilizar uno nuevo

(Vacuette, sf)

Cuadro 9. ¿Qué debemos hacer si el flujo de sangre se detiene durante la extracción?

Posibles causas	Solución
El tubo se retiró del portatubos antes de tiempo	Reinsertar el tubo dentro del portatubos hasta que desaparezca el vacío.
La succión es demasiado enérgica para la vena (vena colapsada)	Sacar el tubo del portatubos y volver a insertarlo unos segundos después
La posición de la aguja se ha modificado durante el proceso o la aguja está fuera de la vena	Repetir la venopunción en una zona diferente cuando aparezca hematoma

(Vacuette, sf)

3.1.5.2 Jeringa

(Ver sección 2.1.6. Sitios de extracción. a. Vena yugular e inciso i. Vena axilar)

- a. Ocluir la vena mediante presión digital o con torniquete.
- b. Estirar la piel sobre la vena para inmovilizarla.
- c. Insertar la aguja con el bisel hacia arriba. Aplíquese tracción cuidadosa al embolo de la jeringa hasta obtener la cantidad de sangre deseada. La succión demasiado enérgica es capaz de colapsar la vena, impidiendo el paso de sangre a la jeringa. Extraer la jeringa del punto de punción.
- d. Retirar la aguja de la jeringa y pasar la sangre al tubo. Invertir el tubo para homogenizar la muestra con el anticoagulante

3.1.5.3 Por goteo

(Ver sección 2.1.6. Sitios de extracción. d. Vena coccígea y b. Vena cefálica)

- a. Ocluir la vena mediante presión digital o con torniquete.
- b. Estirar la piel sobre la vena para inmovilizarla.
- c. Insertar la aguja con el bisel hacia arriba.
- d. Colocar el tubo bajo la parte posterior de la aguja, de manera de la sangre caiga gota a gota.
- e. Retirar la aguja cuando se haya obtenido la cantidad de sangre necesaria. Se hace presión con un algodón sobre el sitio de punción.

3.1.5.4 Capilaridad

Se realiza pinchando un vaso sanguíneo periférico con una lanceta.

A continuación se coloca el capilar para que este inicie a llenarse de sangre por capilaridad.



Fuente: Tercero D., 2015



Fuente: Tercero D., 2015

3.1.6 Sitios de extracción

a) Vena yugular

Más usado en el caballo, bovinos, ovejas, cabras y grandes mamíferos salvajes; en ocasiones se usa en perros, gatos, conejos, ratas y hámster, conejillos de Indias y pájaros. En la rata, conejillo de Indias y conejo puede ser necesaria anestesia y la incisión en la piel.

a.1. Muestra de la vena yugular en caninos

Se recomienda la vena yugular para perros muy pequeños o cuando se necesitan grandes cantidades de sangre. Con el perro sentado, un ayudante detiene la mandíbula inferior con una mano y le voltea la cabeza hacia arriba y ligeramente de lado. El operador coloca el pulgar de la mano izquierda en el surco yugular para ocluir y anclar la vena yugular, mientras manipula la jeringa y la aguja con la mano derecha. El perro también puede sujetarse en inclinación dorsal o lateral con la cabeza extendida. En caso de cachorritos, puede ser más conveniente sostener al animal debajo del brazo derecho del ayudante sujetando los miembros anteriores con la mano izquierda (Day *et al.*, 2012).



Fuente: García G., 2012

a.2. Muestra de la vena yugular externa en rumiantes

Es un sitio muy común y accesible para la obtención de muestras de sangre venosa, requiere una mayor sujeción de la cabeza para evitar accidentes.

La vena yugular externa pasa a lo largo del cuello. Se forma caudal a la glándula parótida, está alojada en el surco yugular, formado por

los músculos cleidomastoideo y esternomandibular. Es una vena voluminosa, palpable y visible, se la puede hacer más visible si se comprime en la base del cuello. Se recomienda obtener muestras de sangre en el tercio craneal o medio.

Procedimiento:

- Sujetar la cabeza en un bramadero o meter al animal en manga. Localizar la vena en el surco yugular, en los animales en lo que no se observa a simple vista, es fácilmente palpable.
- Realizar antisepsia con alcohol 70% o con Yodo povidona al 10%, en una zona de piel de unos 10 cm de diámetro alrededor del sitio de punción. Se comienza por el centro y se irán haciendo círculos concéntricos hacia el exterior. Dejar actuar 1-2 minutos. Se depila el área.



Fuente: Tercero D., 2015

- Se punciona la vena yugular y se jala en embolo de la jeringa para iniciar a extraer sangre.



Fuente: Tercero D., 2015



Fuente: Tercero D., 2015



Fuente: Tercero D., 2015



Fuente: Tercero D., 2015



Fuente: Tercero D., 2015

- Se hace presión con un algodón el punto de punción, una vez que se extrae la jeringa.

- Invertir varias veces el tubo para que la sangre y el anticoagulante se mezclen. Desechar las agujas y el resto de materiales contaminados.

a.3. Muestra de la vena yugular en equinos



Fuente: Blandón V., 2015



Fuente: Blandón V., 2015

b) Vena cefálica

Sitio que se usa con mayor frecuencia para la extracción de pequeñas cantidades de sangre en el perro.

Al constreñir el área del aspecto dorsal de la extremidad anterior a nivel del codo se puede elevar la vena cefálica, empezando justo por encima de la articulación carpiana.

Procedimiento:

- Rasurar el área. Se coloca el torniquete para facilitar la fijación y la visualización de la vena.



Fuente: Tercero D., 2015

- Limpieza y desinfección del área donde se hará la punción.



Fuente: Tercero D., 2015

- Introducir la aguja en la vena. Recolectar la cantidad de sangre necesaria, de acuerdo a los exámenes solicitados.



Fuente: Tercero D., 2015

En este caso se utilizó el método por goteo, debido a que la toma de muestra se realizó en un canino de talla pequeña; y si se utilizaban tubos vacutainer al vacío la vena podía colapsar.

- Se hace presión en el área de punción con un algodón seco. Se identifica el tubo con el nombre del animal.



Fuente: Tercero D., 2015

c) Vena auricular

Puede usarse en el gato, perro pequeño, cerdo, conejo, conejillo de Indias, mono y chinchilla.

- Por lo general se selecciona una vena auricular marginal en el área dorsal de la oreja. El pelo se corta, se rasura o se le aplica un agente depilatorio.



Fuente: Tercero D., 2015

- Se frota la piel con alcohol.



Fuente: Tercero D., 2015

- Se coloca el dedo índice de la mano izquierda al momento de aplicar una navaja filosa, un estilete o una jeringa. Con esto se proporciona un apoyo y se asegura una incisión solamente a través de la piel y en la vena y no a través del cartílago subyacente, porque debe evitarse hacer cortes en las orejas.



Fuente: Tercero D., 2015

Cuando se usa jeringa en el conejo deberá usarse una aspiración suave para evitar que la vena se colapse.

d) Cola

Se puede usar en el cerdo, oveja, bovino.

Toma de muestra de vena coccígea en bovinos

Procedimiento:

- La vena coccígea (ubicada en la porción ventral de la cola) del bovino se hace visible cuando se flexiona la cola hacia arriba. El sitio de la venipunción es aproximadamente a 10 cm del perineo. Este sitio, es deseable cuando se obtiene sangre de ganado de exposición, ya que se evitan daños. Requiere restricción mínima, es posible realizarla sin ayudante y tiene un menor riesgo de accidentes e infecciones.
- Levantar la cola del animal con suavidad hasta casi colocarla casi en posición vertical, sujetándola en el tercio medio. Con la mano libre localizar por palpación la vena en la línea media, justo caudal de la inserción de los pliegues de la piel de la cola a nivel del espacio entre las vértebras coccígeas (Co) 6- 7.
- Realizar antisepsia con alcohol 70% o con Yodo povidona al 10%, en una zona de piel de unos 10 cm de diámetro alrededor del sitio de punción. Se comienza por el centro y se irán haciendo círculos concéntricos hacia el exterior. Dejar actuar 1-2 minutos.
- Empatar la aguja en la funda o camisa. Después encajar el tubo en la funda o

camisa sin perforarlo. Insertar la aguja craneal a la protuberancia ósea del proceso laminar en la línea media a una profundidad de 8- 12 milímetros en ángulo recto, hasta que la sangre empiece a brotar. Si no es posible obtener la muestra en este sitio, intentar entre Co 5-6.

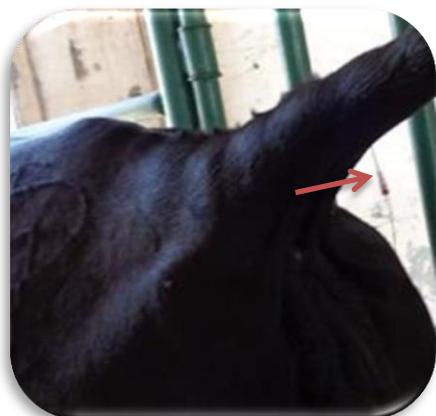
- Estabilizar la funda y la aguja con la mano, colocar el pulgar de la otra mano en la parte inferior del tubo y los dedos índice y medio en las aletas de la funda. Presionando con el pulgar y el dedo índice el uno contra el otro, se forzará al tapón de goma, introduciendo la aguja en el tubo. La sangre fluirá dentro del mismo. Mantener la funda estable, hasta consumir todo el vacío y retirar el tubo.



Método vacutainer

Fuente: Navarro O., 2015

Retirar la aguja y ejercer presión sobre la zona de punción con gasa por unos segundos. Invertir varias veces el tubo para que la sangre y el anticoagulante se mezclen. Desechar las agujas y el resto de materiales contaminados. (Universidad Nacional de Colombia, 2014)



Método por goteo
Fuente: Tercero D., 2015

e) Amputación

Método de uso más común en la rata y el ratón. La amputación de un pedazo de la cola o una incisión transversa con una navaja filosa producirá el goteo de sangre. El masaje de la cola desde el cuerpo hasta la punta puede proporcionar como 3ml de sangre de una rata. Se pueden obtener mayores cantidades si se pone la cola en agua a 45 °C durante 1 minuto.



Fuente: Cinvestav, 2010

f) Vena retro-orbital

Usado en ratas y en cerdos.

Procedimiento según IVIS (2008):

- Introducir la aguja por el ángulo medial del ojo, por detrás o a través de la membrana nictitante, en dirección ventro-medio-caudal.

El seno venoso oftálmico del cerdo se encuentra a 2-4 cm de profundidad.

- Acoplar la jeringa a la aguja. Si se ha accedido al seno venoso, la sangre fluirá.
- Una vez recogida la sangre deseada, retirar la aguja.



Fuente: Neves *et al*, 2013

g) Vasos femorales, safenos, tibiales

Se usa en perros, gatos y mamíferos pequeños.

Procedimiento:

- Afeitar la zona donde se visualiza la vena y a continuación desinfectar el área de punción.



Fuente: Tercero D., 2015



Fuente: Tercero D., 2015

- Se coloca el torniquete y se introduce la aguja vacutainer con el bisel hacia arriba, una vez localizada la vena se presiona el tubo para ensartarlo en la parte posterior de la aguja.



Fuente: Tercero D., 2015

- Una vez que la sangre inicia a fluir se suelta el torniquete y se espera hasta que se obtenga la cantidad de muestra requerida.



Fuente: Tercero D., 2015

- Se coloca un algodón seco en el área de punción, para hacer presión con el mismo una vez que se extraiga la aguja.



Fuente: Tercero D., 2015



Fuente: Tercero D., 2015

h) Vena cava anterior

Se usa en el cerdo.

- Se inserta una aguja en la parte inmediatamente anterior y ligeramente lateral al cartílago cariniforme y en línea del cartílago a la base de la oreja. Se dirige la aguja hacia arriba, ligeramente hacia atrás y medialmente.



Fuente: Castro R., 2015

En los machos grandes y en las hembras que están criando se necesita una aguja de 4 ½ a 6 pulgadas; para los lechones se necesita una de calibre 17 a 20 con un largo de 1 ½ a 2 pulgadas.

i) Vena axilar

Se usa en aves.

- Se despluma la región axilar para observar la vena, que corre por debajo del músculo pectoral y luego a lo largo de la superficie ventral del húmero. El ave debe sujetarse con una mano desde las extremidades posteriores, a la altura del pecho de la persona que tomara la muestra y, con la otra mano se sujeta el ala que queda libre.



Fuente: Tercero D., 2015



Fuente: Tercero D., 2015

- Se hace un torniquete colocando el dedo índice en la porción craneal de la vena y el pulgar presionando la vena bajo la bifurcación, entre la vena braquial profunda (flecha amarilla) y la vena humeral circunfleja dorsal (flecha rosada) (Sisson y Grossman, 1982).



Fuente: Tercero D., 2015



Fuente: Tercero D., 2015

Se introduce la aguja con el bisel hacia arriba con un ángulo de 45 grados detrás del tendón supracoracoideo y después se levanta la aguja para ubicarla en la vena axilar (flecha azul). Y se aspira lentamente, jalando el embolo de la jeringa (Sisson y Grossman, 1982).



Fuente: Tercero D., 2015

- Se traspasa la sangre de la jeringa hacia el tubo. Se debe quitar la aguja y dejar correr la sangre por las paredes del tubo. Se escribe la identificación del ave en el tubo.



Fuente: Tercero D., 2015

3.1.7 Cantidad de muestras según el análisis requerido

Según el Laboratorio de Especialidades Clínicas Veterinarias LECLINVET

- **Hemograma completo:** extraer 5 ml. de sangre con anticoagulante, usando para tal fin EDTA. Refrigerar y remitir dentro de las 24 horas de extraída la muestra. En el caso de solicitar Eritrosedimentación extraer 2 ml. más con el mismo anticoagulante, debe realizarse una dilución 1:5, colocando 4 partes de sangre entera con 1 parte de anticoagulante.
- **Recuento absoluto de eosinófilos:** extraer 2-3 ml de sangre con anticoagulante, usando como tal EDTA. En el caso de solicitar este examen junto con el hemograma completo es suficiente con la sangre extraída para el hemograma. Refrigerar.
- **Diagnóstico de hemoparásitos:** remitir dos o tres frotis delgados de sangre capilar, obtenida por punción de la vena marginal de la oreja. No refrigerar. O también extraer 2-3 ml de sangre con anticoagulante EDTA.

- **Tiempo de Protrombina, Tiempo de Tromboplastina Parcial Activado (APTT) y dosaje de factores:** extraer 2-3 ml. de sangre con anticoagulante Citrato de sodio. Utilizar 2 gotas de anticoagulante por cada ml de sangre a extraer. Separar el plasma inmediatamente y refrigerar. No utilizar material de vidrio para la extracción ni para remitir la muestra.
- **Recuento absoluto de plaquetas:** extraer 2-3 ml. de sangre con anticoagulante EDTA en tubos plásticos. Mantener refrigerado. No utilizar material de vidrio para la extracción ni para remitir la muestra.

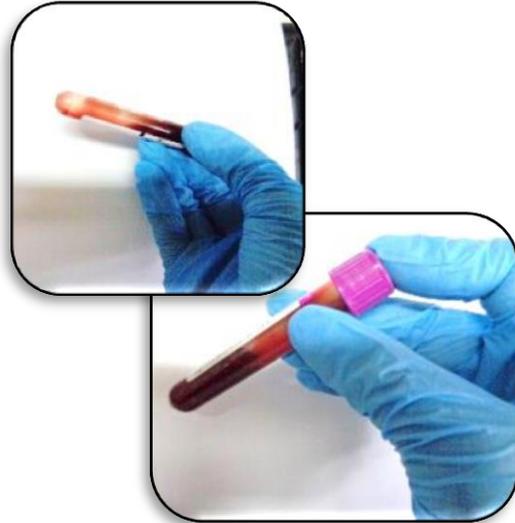
3.1.8 Condiciones especiales para exámenes hematológicos

Según Laboratorio de Especialidades Clínicas Veterinarias LECLINVET

1. Extraer 5 ml de sangre con un tubo que contenga EDTA. Las muestras enviadas para exámenes hematológicos sin anticoagulante no podrán ser procesadas.
2. Mezclar el tubo por inversión de 5 a 7 veces para que la sangre entre en contacto con el anticoagulante.
3. Identificar y enviar la muestra refrigerada, consiguiéndose así una correcta conservación de los elementos hasta 24 horas posteriores a la extracción. En el caso de solicitar recuento de plaquetas, recordar que lo ideal es procesarlas dentro de las 6 horas de extraída la muestra.

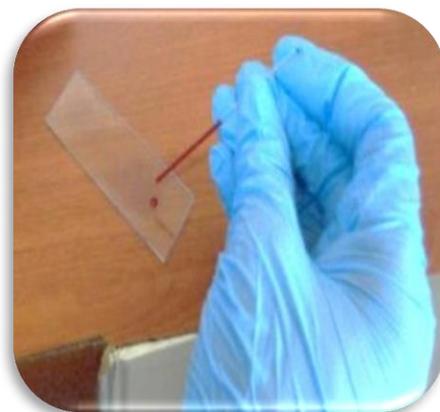
3.1.9 Consideraciones especiales para un frotis sanguíneo:

1. Mezclar invirtiendo el tubo de 5 a 7 veces. Colocar una pequeña gota de sangre (0,02 ml aproximadamente), en un extremo de la placa portaobjetos.

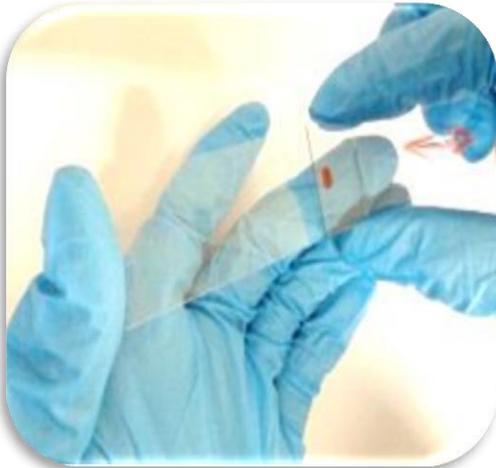


Fuente: Tercero D., 2015

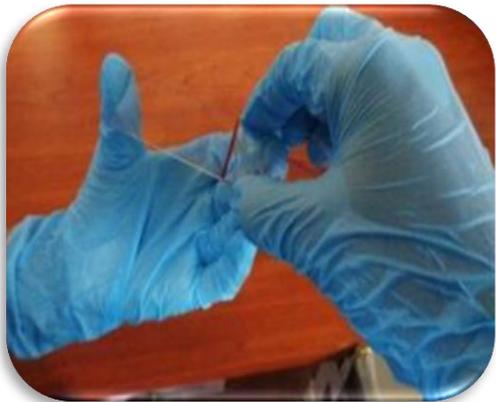
2. Con otra placa portaobjetos de bordes lisos (esmerilada) y formando un ángulo de 35 grados extender la gota en su borde y con un movimiento continuo hacia adelante realizar la extensión (frotis).



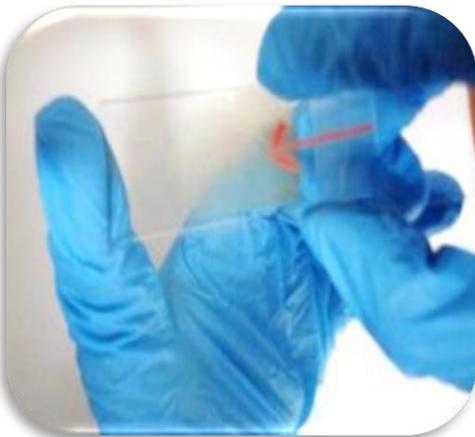
Fuente: Tercero D., 2015



Fuente: Tercero D., 2015



Fuente: Tercero D., 2015



Fuente: Tercero D., 2015

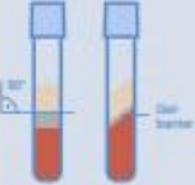
3. Dejar secar al medio ambiente (2 minutos) y guardar evitando que la superficie del frotis se deteriore.
4. Identificar las placas portaobjetos, con el número de la muestra utilizando lápiz. Un buen frotis se reconoce por la formación de una lengüeta (o cola) y por ser lo suficientemente fino como para dejar pasar la luz.

3.1.10 Consideraciones especiales de muestras al diagnosticar Hemoparásitos

1. Punzar el pabellón auricular o en la punta de la cola, colocar una gota de sangre en un portaobjeto limpio y seco, realizar un extendido fino sobre el mismo.
2. Secar al aire y no refrigerar. Conservar a temperatura ambiente. Las extensiones de sangre con miras en el diagnóstico de parásitos sanguíneos deben obtenerse durante el acceso febril del animal y mucho antes de cualquier tratamiento. (Laboratorio de Especialidades Clínicas Veterinarias LECLINVET)

3.1.11 Consideraciones especiales para el transporte de muestras hematológicas

Cuadro 10. Transporte de muestras hematológicas

	<p>La temperatura recomendada para el transporte y almacenamiento de los tubos antes de su utilización es de 4-25°C. Superar la temperatura recomendada durante el almacenamiento podría ocasionar alguna alteración en la calidad del tubo.</p>
	<p>Evitar la exposición directa a la luz solar durante el almacenamiento y transporte de las muestras, especialmente en el caso de analitos fotosensibles como la bilirrubina.</p>
	<p>Para un transporte seguro, recomendamos utilizar el contenedor de transporte VACUETTE® - especialmente diseñado a tal efecto - junto a su correspondiente caja o bolsa de transporte.</p>
	<p>Los tubos de suero deben centrifugarse transcurridos 30 minutos desde de la extracción de la muestra.</p>
	<p>Importante: El tipo de centrifuga utilizada puede influir en la estabilidad de la barrera de gel. El uso de una centrifuga con rotor oscilante, en lugar de una centrifuga con rotor angular, permite la obtención de una barrera de gel más estable. La centrifugación debería realizarse en una centrifuga refrigerada (15-24°C).</p>

(Vacuette, sf)

3.1.12 Alteraciones en los resultados debido a errores en toma de muestra

a) Hemólisis



Fotografía 26.
Hemólisis Fuente:
Tercero D., 2015

La hemólisis puede interferir directamente en las siguientes pruebas:

- **Lipasa sérica:** con 0.5g de hemoglobina/dl ocurrirá una inhibición del 50%.
- **Bilirrubina sérica:** los grandes errores negativos en presencia de hemoglobina pueden deberse a la conversión de la hemoglobina en metahemoglobina por el ácido nitroso de la prueba y no del control.
- **Índice icterico:** aumenta anormalmente por la hemoglobina.
- **Nitrógeno ureico:** se eleva falsamente por el color del filtrado libre de proteínas.
- **Bromosulfaleína:** se altera en algunos procedimientos.
- **Fosfato inorgánico:** aumenta rápidamente en el suero hemolizado porque los eritrocitos contienen una gran concentración de ésteres de

fosfato inorgánico que se hidrolizan con las fosfatasas séricas.

- **Potasio sérico:** aumenta mucho en el suero hemolizado porque el ratio entre los eritrocitos y el plasma es de 23:1 en el hombre, pero el potasio es bajo en los eritrocitos de los caninos. El potasio aumenta difundándose en el suero en contacto con el coágulo cuando hay hemólisis visible. Este aumento es menor a temperatura ambiente que a 4° C.
- **Fosfatasa alcalina:** aumentada.
- **Fosfatasa ácida:** puede difundirse de los eritrocitos en el suero no separado y parece liberarse en el suero durante el proceso de coagulación, ya que se encuentra presente en los trombocitos.
- **Transaminasa:** la hemólisis tiene mayor influencia en el suero del perro que en el de origen humano por la variación de la proporción de transaminasa entre los eritrocitos y el suero. TGOS: la proporción es de 2:70 en el perro, pero de 40:1 en el hombre. TGPS: la proporción de 1:38 en el perro y de 6.7:1 en el hombre.
- **Deshidrogenasa láctica (DHL):** la proporción entre los eritrocitos y el suero puede variar desde 160:1 en el hombre hasta 1:38 en el perro.
- **Arginasa:** la proporción de los eritrocitos con respecto al plasma es de 1000:1
- **pH sanguíneo:** disminuye por la hemólisis.
- **Cloruro:** disminuye por la hemólisis.
- **Protrombina:** la hemólisis tiene un efecto insignificante en la protrombina con la técnica de un estadio, pero produce interferencia en las pruebas de consumo de protrombina.

- b) La lipemia puede producir valores elevados falsamente, dependiendo del método que se usa en las pruebas de:
- ⊗ Proteínas totales
 - ⊗ Transaminasas
 - ⊗ Hemoglobina (puede elevarse hasta 2gr por la lipemia macroscópica).
 - ⊗ Índice icterico
 - ⊗ Amilasa



Fotografía 27.
Plasma lipémico
Fuente: Tercero D.,
2015

3.2 Punción arterial y análisis de gases en sangre

Los análisis de gases son útiles para valorar la función cardiopulmonar en cuanto a la captación de oxígeno (PaO₂) y eliminación de dióxido de carbono (PaCO₂) o ventilación pulmonar. Una caída de la PaO₂ por debajo de 86 mm de Hg puede ser el resultado de una hipoventilación, difusión débil o ventilación y perfusión anómalas (Ramos y Ferrer, 2007).

Los análisis de gases se determinan sobre sangre arterial, que se puede recoger a partir de la arteria femoral. La muestra se recoge en jeringuillas de plásticos que contengan heparina con agujas muy finas (23-25 G) de unos 2 cm de longitud. La muestra (1-2 ml) no debe contener burbujas (extracción anaeróbica) y debe permanecer en hielo hasta que se realice el análisis, que no debe demorarse más allá de los 90 minutos. Asimismo, la muestra debe ir acompañada de la temperatura del animal en el momento de la extracción y la hora de recogida (Ramos y Ferrer, 2007).

Cuadro 11. Valores aproximados de los gases sanguíneos arteriales

Parámetro	Perros	Gatos	Ovejas
Ph	7,35-7,44	7,31-7,46	7,35-7,48
PO ₂	30,8-42,8 mm de Hg	25,2-36,8 mm de Hg	86-97 mm de Hg
PCO ₂	80,9-103,3 mm de Hg	95,4-118,2 mm de Hg	32-41 mm de Hg
HCO ₃ ⁻	18,8-35,6 mmol/l	14,4-21,6 mmol/l	20-25 mmol/l

(Ramos y Ferrer, 2007; Archer y Blackwood, 2012)

3.3 Pruebas de coagulación

El **tiempo de coagulación** es el tiempo que transcurre entre el momento en que se extrae la sangre del interior del vaso y se completa la formación del coágulo. Puede valorarse de una forma aproximada, colocando una

pequeña cantidad de sangre (0,2-0,5 ml) sobre un portaobjetos y atravesándola cada 30 segundos con una aguja, hasta que uno de los pases de la aguja se fijen los primeros hilos de fibrina. Tiempos superiores a 2,5 minutos indican alteración del tiempo de coagulación (Ramos y Ferrer, 2007).

Evitar:

- a) Tomar muestras a partir de catéteres
- b) El uso de tubos de vidrio
- c) Extraer la muestra con jeringa y luego pasarla a un tubo de Citrato.
- d) Remitir muestras en las que haya habido formación de coágulos.

El **tiempo de sangría** es una prueba que se realiza en vivo y permite evaluar la función plaquetaria.

Para medir el tiempo de sangría hacemos una punción con una lanceta en el morro u oreja depilada y cada 20 segundos secamos la gota de sangre, sin tocar el punto de incisión, con un papel secante hasta que al retirar el papel no aparezca manchado, lo que querrá decir que la herida ha dejado de sangrar. Esto sucede entre los dos y cinco minutos. Los trastornos de coagulación pueden alargar este tiempo hasta los 15-20 minutos (Ramos, 2007).

Procedimiento:

- Punción de la vena con una lanceta.



Fuente: Tercero D., 2015



Fuente: Tercero D., 2015

- Con un papel filtro se seca cada gota que aparece, haciendo presión en el sitio de punción. Se va haciendo alrededor del borde del papel filtro.



Fuente: Tercero D., 2015



Fuente: Tercero D., 2015

- Este procedimiento termina hasta que deje de sangrar. Se debe medir el tiempo del procedimiento para obtener el tiempo de sangría.



Fuente: Tercero D., 2015

Otras pruebas, como el tiempo de protrombina (14-16 segundos) y el tiempo parcial de tromboplastina (22-42 segundos) permite la evaluación de los diferentes factores de coagulación. Recordar que las muestras para TP y KPTT deben ser procesadas dentro de las 6 horas de extraídas.

3.4 Bioquímica sanguínea

La muestra se debe tomar en tubos vacutainer tapón rojo, para facilitar la separación del suero sanguíneo.

Sin embargo, si no se cuenta con estos tubos, se debe dejar que la sangre se coagule completamente dentro del tubo, así como que el coágulo se retraiga durante el mayor tiempo posible, antes de intentar separar el suero. A temperatura ambiente la sangre se debe dejar un mínimo de media hora; y preferiblemente de 1 – 2 horas. La coagulación y la retracción se pueden producir mucho más rápidamente si se incuba el frasco a 37° C (por ejemplo 1 hora) y después se coloca en un frigorífico durante media hora o más.

Nunca se debe remitir sangre coagulada con la intención de que el laboratorio receptor pueda separar el suero, puesto que los golpes sufridos por las células en el coágulo, durante el viaje, puede originar su rotura, esto es, que se puede producir hemolisis, la cual puede afectar negativamente en la mayoría de las pruebas bioquímicas.

Cuadro 11. Factores que pueden afectar las concentraciones sanguíneas de urea

<p>Factores que pueden aumentar la urea</p> <ul style="list-style-type: none"> • Comida reciente • Dieta rica en proteínas • Estado catabólico • Fiebre • Hemorragia intestinal • Quemaduras • Administración reciente de corticosteroides
<p>Factores que pueden disminuir la urea</p> <ul style="list-style-type: none"> • Dieta baja en proteínas • Enfermedad hepática

(Barber *et al.*, 2013)

3.5 Serología

Generalmente el suero no es estéril. Esto no tiene gran importancia si las determinaciones se hacen en pocos días. En ningún caso se debe añadir un conservador al suero. La muestra se puede almacenar a 4° C en un refrigerador durante 4 días y en el congelador durante una semana. Si se almacenan las muestras durante mucho tiempo, se deben colocar a fuerte congelación (de -15° a -20° C).



Fotografía 28. Suero sanguíneo
Fuente: Tercero D., 2015

En los casos donde se sospecha de una enfermedad infecciosa, los resultados de las pruebas serológicas, pueden confirmar o refutar el diagnóstico. Se debe enviar la mayor cantidad de suero posible puesto que esto puede permitir llevar a cabo una repetición del examen, si los resultados que se obtienen del examen inicial no son satisfactorios. Con las pruebas serológicas, el examen de una segunda muestra del suero (recogida 2-3 semanas después de la primera) puede proporcionar una información útil acerca del

progreso de la enfermedad, mostrando si el título de anticuerpo aumenta o decrece (Bush, 1982).

La calidad de la muestra puede comprometer los resultados de la serología. La contaminación bacteriana y los detritos de los eritrocitos en las muestras de suero pueden producir falsos positivos en las pruebas de tipo aglutinación. La hemólisis en la muestra de suero puede afectar negativamente a las pruebas serológicas. La contaminación microbiana y la hemólisis son problemas considerables, sobre todo cuando se obtienen muestras de sangre y de suero post-mortem (OIE, 2015).

Adenovirus- Distemper URANOTEST

- Se humedece el hisopo estéril en solución salina y pasarlo con movimientos circulares en el párpado inferior del ojo. No se deben tocar las comisuras del párpado.



Fuente: Tercero D., 2015



Fuente: Tercero D., 2015

Resultado del test:



Fuente: Tercero D., 2015

CAP IV.



Muestras para urianálisis



Contenido

4.1 Métodos de extracción de orina

- 4.1.1 Sondaje o cateterismo
- 4.1.2 Recolección en la micción
- 4.1.3 Cistocentesis
- 4.1.4 Recogida de muestra en veinticuatro horas

Capítulo IV.

Muestras para urianálisis

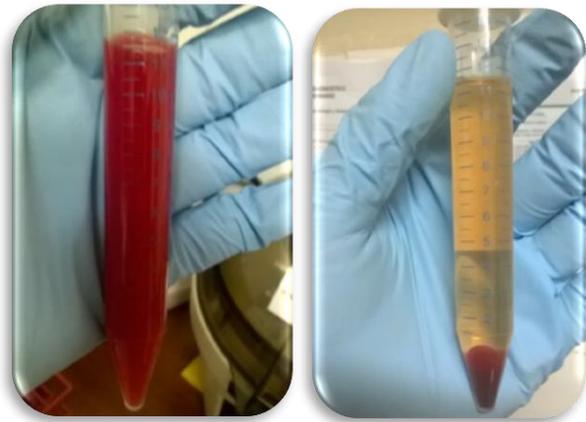
El análisis de orina es uno de los procedimientos de laboratorio de gran ayuda para el diagnóstico y diferenciación de padecimientos tanto generalizados como del aparato genitourinario. Debido a que las aves poseen una cloaca donde desembocan tanto los desechos urinarios como los intestinales, el urianálisis no resulta tan útil en aves como en mamíferos (Radostits *et al.*, 2002).

Se remite, preferiblemente en un recipiente universal, tanta orina como haya sido posible obtener. Los conservadores no se deben añadir, ya que aunque inhiben el crecimiento de las bacterias, estas muestras con gran cantidad de conservador, no son aconsejables para el cultivo bacteriológico e interfieren en los resultados del análisis químico de la orina (Bush, 1982).

La orina debe ser analizada fresca, ya que la morfología de las células se afecta si permanecen mucho tiempo en contacto con la orina (entre 2-4 horas según la densidad de la orina). De forma ideal, la muestra de orina debe ser analizada dentro de la primera hora desde su recolección. No obstante, si esto no es posible, la muestra se puede almacenar en refrigeración aproximadamente durante 12 horas. También es importante tener en cuenta que en una muestra de orina refrigerada puede darse la formación de algunos cristales, como de oxalato cálcico dihidratado o de estruvita. (Cortadellas, 2010).

En los casos en los que la muestra de orina aparece roja o rosa, generalmente se puede

deber a la presencia de hematuria o hemoglobina. Para poder distinguir entre estas dos condiciones, es aconsejable, que antes de remitir la muestra ésta quede en reposo durante media hora, o centrifugarla, para averiguar si sedimenta cualquier hematíe (lo cual puede indicar hematuria). Esto se debe a que es probable que cualquier eritrocito intacto que se presente se hemolizará durante el transporte al laboratorio, y después será imposible hacer esta distinción (Bush, 1982).



Fotografía 29. Hematuria
(Muestra de orina de un canino)
Fuente: Laboratorio Clínico División
Veterinaria, 2015

Los exámenes que generalmente se hacen en la orina

- 1- Examen físico para anotar la cantidad, aspecto y peso específico.
- 2- Examen químico para determinar la ausencia o la cantidad presente de proteínas, glucosa, pigmentos sanguíneos, cetonas, bilirrubina y para medir el pH de la orina.
- 3- Examen bacteriológico para determinar la ausencia o la presencia de bacterias, con el fin de establecer las especies de bacterias y su sensibilidad a los antibióticos.

- 4- Examen del sedimento urinario se observan **células** (leucocitos, eritrocitos, epiteliales), **crisales** (que dan pauta para la detección de urolitos) y **cilindros**. También pueden observarse otros elementos biológicos, tales como espermatozoides, bacterias, hongos o parásitos.



Fotografía 30. Crisales de Fosfato triple en orina de una canino
Fuente: Tercero D., 2015

En muchos casos no se precisan todos estos exámenes; ciertamente con muestras repetidas de algunos animales sólo puede necesitarse los resultados de una o dos pruebas, ejemplo, la determinación del nivel de glucosa en la orina de un paciente con *diabetes mellitus*.

Para tomar la muestra, es necesario emplear un recipiente químicamente limpio; debido a que las dificultades en la recogida y examen de la muestra de orina, se relacionan frecuentemente, con la necesidad de realizar la toma de forma estéril, cuando la muestra se somete a métodos de cultivo para detectar la existencia de una infección bacteriana. Incluso cuando no se requiere un examen bacteriológico, debe evitarse la contaminación de la muestra con un gran número de bacterias, pues estas incrementarán la

velocidad de descomposición. El tiempo transcurrido entre la recogida y el examen de la muestra de orina debe ser lo más breve posible y si la muestra no puede examinarse antes de una hora, debe ser refrigerada, pero no congelada (Radostits *et al.*, 2002).

Siempre que sea posible deben recogerse 25 ml de orina, recomendándose que se usen rutinariamente recipientes estériles para guardar esta cantidad de orina. Antiguamente se usaron recipientes universales de vidrio, pero han sido remplazados, casi completamente, por recipientes universales de poliestireno (por ejemplo, Becton-Dickinson, Sterilin- ésta última compañía fabrica un tipo de recipiente que tiene un extremo cónico que permite que se lleve a cabo la centrifugación directamente en él, esto es, que proporciona la ventaja de emplear un tubo de centrífuga cónico sin necesidad de transferir la muestra).

4.1 Métodos de extracción de orina

La recogida de la muestra de orina hacia la mitad de la micción es el método preferido para recoger la orina. Esto evita la necesidad de realizar el sondaje (con el peligro acompañante de introducir una infección bacteriana), ya que la experiencia ha demostrado que la mayoría de las muestras que son cuidadosamente recogidas no están contaminadas por bacterias (Cortadellas, 2010).

Sin embargo, si no es posible demorar la recogida de la muestra hasta que el animal desee orinar; (por ejemplo, si parece aconsejable recoger una muestra durante el momento de la consulta); o si el animal no coopera con la recogida de la muestra de orina durante la micción, probablemente será necesario sondar.

4.1.1 Sondaje o cateterismo

La cateterización la efectuamos insertando un catéter estéril por la uretra, que en ocasiones normales debe deslizarse de forma fácil hasta llegar a la vejiga. En todo el proceso será muy importante mantener condiciones asépticas, limpiando previamente los genitales externos y utilizando guantes estériles para manejar el catéter. De la misma forma, usaremos un lubricante estéril para facilitar el paso de la sonda, este no debe ser grasoso, como por ejemplo: vaselina (Cortadellas, 2010).

a- Macho

Se prefiere el empleo de sondas de mariposas o scalp. Estas siempre son flexibles sin estar flácidas y son transparentes permitiendo la visión del chorro de orina.

Procedimiento:

Es importante la sujeción del perro según se temperamento, puede ser aconsejable el empleo de un bozal. El perro debe estar de pie sobre una mesa (altura 82.5 cm) y se sujeta por un asistente que está en el lado izquierdo del animal. El brazo izquierdo del asistente debe rodear el cuello del animal y la mano derecha bajo su abdomen, para mantener en pie el perro. Algunos veterinarios pueden preferir que el perro macho sea sujetado en decúbito lateral.

- La sonda puede sostenerse por otro asistente, o se coloca su punta en el interior del recipiente universal abierto. La sonda no se coloca en la mesa sobre otras superficies contaminadas.
- Se toma el pene por su raíz. Con una mano se coge el prepucio entre el dedo pulgar y los demás dedos, empujando hacia atrás, es decir, descubriendo la

punta del pene. Sostener el prepucio con los dedos para impedir que se valla hacia adelante nuevamente (si el pene está recubierto por una secreción de esmegma, puede ser aconsejable recoger la muestra con un hisopo bacteriológico, para el examen bacteriológico posterior, aunque indudablemente, la secreción excesiva en el extremo de la uretra, debe eliminarse con un trozo de algodón húmedo para impedir que se introduzca en la uretra).



Fuente: Tercero D., 2015

- Coger el catéter, a unos 15 cm de su punta, con los dedos de la mano derecha; insertar la punta del catéter en el orificio uretral y se introduce cuidadosamente a lo largo de la uretra. Para hacer esto la sonda se debe mantener más o menos paralela a la superficie de la mesa.

Introducir cada vez más la sonda, cuando la orina empieza a fluir por la sonda, no se recoge una pequeña cantidad inicial, sino que se pasa a otro recipiente, ejemplo, una riñonera. Después se coloca el recipiente universal bajo el extremo de la sonda.



Fuente: Tercero D., 2015

- Generalmente no es necesario introducir toda la sonda en la uretra. (Si el chorro de orina es lento, se presiona suavemente con la mano izquierda sobre la vejiga, esto es, presionando ésta, entre el pulgar y los demás dedos, a través de la pared abdominal, lo cual provoca generalmente un chorro más rápido. O también se puede conectar una jeringa en el extremo posterior de la sonda para succionar la orina).



Fuente: Tercero D., 2015

- Cuando se ha llenado el recipiente, el catéter se debe retirar.

Si se experimenta dificultad en la introducción del catéter (esto es, no puede introducirse más allá de un determinado punto), se debe coger el extremo del pene y retirarlo. Si se mantiene los dedos en ese punto de la sonda, se puede poner ésta a lo largo del animal, para establecer el lugar aproximado de la obstrucción. Los más comunes son:

-Inmediatamente detrás del hueso peniano

-En el punto donde la uretra gira alrededor del borde posterior del hueso pelviano. Puesto que estos son los lugares más comunes para alojar cálculos en el perro macho, se puede hacer después una radiografía para confirmar o refutar su presencia (Bush, 1990).

En el caso de gatos: Las muestras de orina pueden recogerse por cateterismo, utilizando una sonda muy flexible de nylon de 1 mm o 1.3 mm de diámetro, de uno de los modelos: de 30 cm de longitud, o el modelo más corto (11 cm). Si se emplea un anestésico general, no es necesario el uso de un analgésico local, y el gato puede ser sondeado, colocándolo con las patas traseras dirigidas hacia atrás.

b- Hembra

El sondeo de la perra se lleva a cabo muy a menudo empleando una sonda metálica de 15-20 cm de longitud. Es necesario el empleo de un espéculo vaginal esterilizado para separar los labios de la vulva y las paredes de la vagina, lo que permite que se vea el orificio uretral, la base de la vagina y la fosa clitoríca.

Procedimiento:

- Se realiza la desinfección de la vulva. Se aplica el lubricante estéril, a base de agua, a la sonda.



Fuente: Tercero D., 2015



Fuente: Tercero D., 2015

- Se separan los labios vulvares, esto lo puede hacer un ayudante o mediante el empleo de un espéculo vaginal. Con la mano derecha se introduce la punta de la sonda esterilizada en el orificio uretral, presionando suavemente pero firmemente. (Teniendo cuidado para no confundir este orificio con fondo-ciego cercano que es la fosa del clítoris).



Fuente: Tercero D., 2015

- Tan pronto como la sonda se inserta en la vejiga sale un chorro de orina. Nuevamente la porción inicial debe desecharse. Recoger la muestra de orina en la mitad de la micción en un recipiente universal estéril.

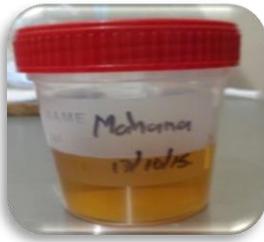


Fuente: Tercero D., 2015

- Se identifica la muestra.

Puede resultar dificultoso introducir la sonda a través del estrecho del orificio uretral en perras muy jóvenes, muy pequeñas o castradas. Si se encuentra dificultad y se resiste el paso de la sonda, no debe usarse la fuerza pues puede producirse heridas dolorosas y hemorrágicas.

En perras obesas y en perras en celo, muchos pliegues de la mucosa vaginal tienden a ocultar el campo de visión y hace difícil localizar el orificio uretral.



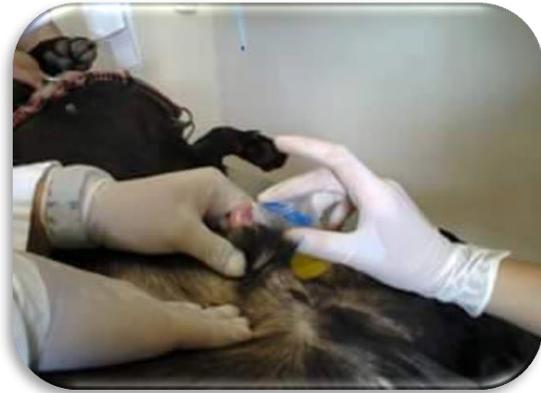
Fuente: Tercero D., 2015

4.1.2 Recolección en la micción

a. Caninos, equinos, porcinos y rumiantes

- De antemano se permite que el animal beba abundante líquido, y después de un período de tiempo razonable (generalmente al menos 2 horas) se saca al exterior para que orine.
- En la mayor parte de los casos es esencial que una persona tenga el animal sujetado y otra sostenga el vaso colector bajo el animal mientras orina.
- La orina puede recogerse o directamente en un recipiente universal estéril. No se debe recoger la primera parte de la micción, sino la porción media de ella y después se retira el frasco estéril, de modo que tampoco se recoge la última parte del chorro de orina.

En los caninos también se puede colocar una bolsa recolectora de orina de uso pediátrico, con el objetivo de que cuando el animal orine, el líquido quede caiga en la bolsa. Con esto se evita meter el frasco mientras el animal orina; pero, es inútil cuando el paciente se arranca la bolsa.



Fotografía 31. Uso de bolsa recolectora de orina

Fuente: Bojorge S., 2015



Fotografía 32. Uso de bolsa recolectora de orina

Fuente: Navarro O., 2015

Si un gato de cualquier sexo es dócil y tiene la vejiga llena, es posible retener el animal bajo un brazo y apretando suavemente la vejiga entre el pulgar y demás dedos de la mano, expelar la orina en un recipiente universal sostenido por el ayudante. Este método es comúnmente usado en gatos.

4.1.3 Cistocentesis

La Cistocentesis (punción suprapúbica) se hace utilizando una aguja, insertada en la vejiga, a través de la pared abdominal, después de cortar el pelo, lavar y desinfectar la piel. Este procedimiento evita el riesgo de una infección asociada con el cateterismo, pero desgraciadamente y en particular en un animal sin anestesiarse, existe el riesgo de pinchar accidentalmente algún órgano dentro de la cavidad abdominal, en particular el intestino. Por tanto, este método no puede recomendarse para uso rutinario.



Fuente. Laboratorio Clínico División Veterinaria, 2015



Fuente. Laboratorio Clínico División Veterinaria, 2015



4.1.4 Recogida de muestra en veinticuatro horas

Según Bush (1982), se puede recoger muestras de orina durante 24 horas, generalmente de caninos, empleando una jaula metabólica (esto es, una jaula de metal que tiene un suelo de malla de alambre que puede retener las heces, pero que permite el paso de la orina a una vasija colectora). Después se puede medir exactamente la cantidad eliminada, en veinticuatro horas. Sin embargo, tales muestras no son aptas para el examen bacteriológico. Generalmente son recogidas:



Fuente: Alibaba.com, 2015

- Para comprobar la eliminación de orina del animal en un periodo de 24 horas, generalmente se sospecha que es normalmente elevada (poliuria).
- Para la determinación de la eliminación por el organismo de alguna sustancia en la orina, durante un periodo de 24 horas (ejemplo, 17-hidroxi-cetoesteroides).
- Para establecer la eficiencia de la función renal en la eliminación de algún fármaco (creatinina) que se ha administrado al animal (prueba de filtración renal).

4.2. Influencia del momento de recogida de la muestra sobre la composición de la orina

Cuadro 12. Composición de la orina en dependencia del momento de recogida

Momento de la recogida	Ventajas	Inconvenientes
Por la mañana temprano o después de ayunar	Máxima concentración de la muestra (privación de agua relativa durante la noche): permite evaluar la capacidad de concentración.	La glucosuria puede ser menos evidente que en una muestra postprandial.
	Da el máximo número de células, cilindros y bacterias.	Citología: las células pueden estar alteradas debido a la exposición prolongada a variaciones en el pH y la osmolaridad.
Muestras formadas recientemente	Células más fácilmente identificables al microscopio.	Muestra más diluida porque el animal ha bebido recientemente: es más difícil evaluar la capacidad de concentración.
	Pueden ser más fáciles de detectar las bacterias que resultan inhibidas por la orina.	Las muestras más diluidas pueden causar lisis de las células.

(Barber *et al.* 2013)

4.3. Alteraciones en la muestra a causa del mal manejo y por efectos de fármacos

Cuadro 13. Alteraciones en la muestra de orina

Examen	Importancia del manejo de la muestra y el momento de la recogida	Posibles efectos de fármacos
Concentración de solutos en la orina	<p>No usar orina conservada con ácido bórico (incrementa la densidad de la orina).</p> <p>Una muestra de la primera orina de la mañana será probablemente la más concentrada.</p> <p>Dejar que las muestras se pongan a la temperatura ambiente antes de realizar la medición.</p>	<p>Los diuréticos reducen tanto la capacidad de concentración como la de dilución.</p> <p>La fluidoterapia da lugar a la producción de una orina menos concentrada.</p>
pH Urinario	<p>No usar ácido bórico para conservar la orina.</p> <p>La orina almacenada a temperatura ambiente durante más de 30 minutos puede contaminarse con bacterias que cambiarán su pH: las mediciones del pH en muestras almacenadas no son fiables.</p> <p>Las muestras de orina recogidas poco después de la ingestión de alimentos tienden a tener un pH superior debido a la “marea de la alcalinidad” que sigue a las comidas.</p>	<p>Fármacos que alcalinizan la orina: inhibidores de la anhidrasa carbónica, diuréticos de tiazida, algunas sales de sodio como el bicarbonato, el lactato, el acetato y el citrato potásico.</p> <p>Fármacos que acidifican la orina: sales de fosfato, <i>dl</i>-metionina, clorato amónico, ácido ascórbico y dosis terapéuticas de furosemida.</p>
Proteína urinaria	<p>Se pueden usar muestras de orina recientes o refrigeradas: el almacenamiento no tiene un efecto significativo. Dejar enfriar sólo una vez y no volver a refrigerar.</p> <p>La contaminación del recipiente de recogida con compuestos de amonio cuaternario dará lugar a resultados positivos falsos.</p>	<p>Los fármacos que alcalinizan la orina pueden afectar los resultados de ambas pruebas debido al efecto del pH en la reacción implicada.</p> <p>Se ha descrito que las dosis masivas de penicilinas, cefalosporinas y sulfisoxazol dan lugar a resultados positivos falsos en la prueba turbométrica del ácido sulfosalicílico.</p> <p>No deben tomarse hasta pasadas 24 horas de la administración de un contraste radiográfico: pueden causar proteinuria transitoria y dar lugar a reacciones positivas falsas en algunas pruebas.</p>

Examen	Importancia del manejo de la muestra y el momento de la recogida	Posibles efectos de fármacos
Glucosa en orina	<p>Utilización de orina reciente si es posible. La contaminación bacteriana puede reducir la glucosa urinaria durante el almacenamiento. No utilizar formaldehído como conservante.</p> <p>Las concentraciones de glucosa en orina serán mayores en animales que hayan ingerido alimentos recientemente.</p> <p>La contaminación de la muestra con hipoclorito o cloro (a través del frasco de recogida) dará resultados positivos falsos (método de la glucosa oxidasa).</p>	<p>Algunos fármacos son sustancias reductoras y pueden dar falsos positivos en la prueba de reducción del cobre, pero no interfieren con la prueba de la glucosa oxidasa; por ejemplo, salicilatos, penicilinas (a dosis altas), cefalosporinas y ácido nalidíxico.</p> <p>El ácido ascórbico es un agente reductor que dará resultados positivos falsos en la prueba de reducción del cobre, y el ascorbato en dosis altas inhibe la glucosa oxidasa y da falsos negativos.</p> <p>El formaldehído que se genera a partir de la metenamina inhibe la glucosa oxidasa y la peroxidasa, y da falsos negativos en la mayoría de las tiras reactivas, mientras que en las pruebas de reducción del cobre da resultados positivos falsos.</p> <p>La administración parenteral de líquidos que contienen glucosa puede causar glucosuria.</p>
Cetonas en orina	<p>Usar orina reciente si es posible. La contaminación bacteriana puede reducir las cetonas urinarias durante el almacenamiento.</p>	<p>Pueden obtenerse resultados positivos falsos cuando se administra bromosulfotaleína (BSP) a los animales para estudiar la función hepática.</p>
Bilirrubina en orina	<p>Debe utilizarse orina reciente: la bilirrubina es inestable y se oxida espontáneamente, a temperatura ambiente y con exposición a la luz, para dar biliverdina, que no reacciona en las tiras reactivas habituales. Además, la bilirrubina libre cuando se deja a temperatura ambiente es menos reactiva en el análisis.</p>	<p>Se ha descrito que grandes cantidades de ácido ascórbico pueden reducir la sensibilidad de la prueba.</p> <p>Se ha descrito que grandes dosis de fenotiacinas dan reacciones positivas falsas.</p>

Examen	Importancia del manejo de la muestra y el momento de la recogida	Posibles efectos de fármacos
Sangre, hemoglobina y mioglobina	<p>Asegurarse que la orina está completamente mezclada antes de la prueba (los eritrocitos tienden a sedimentar).</p> <p>No usar recipientes que se hayan desinfectado con detergentes oxidantes (hipoclorito, cloro): lleva a resultados positivos falsos.</p> <p>No usar orina conservada en formol: resultados positivos falsos.</p>	<p>Grandes cantidades de ácido ascórbico pueden reducir la sensibilidad de la prueba.</p> <p>El formol generado a partir de la metenamina puede causar resultados negativos falsos.</p> <p>El bromuro (antiepiléptico) podría dar resultados positivos falsos.</p>

(Barber et al. 2013)

4.4 Alteraciones más comunes encontradas en las muestras de orina

Cuadro 14. Alteraciones más comunes encontradas en muestras de orina

Color y densidad de la orina	Asociación
Color amarillo pajizo, transparente, densidad 1.010-1.040	Orina normal.
Color amarillo muy claro, incolora y densidad <1.010	Orina diluida: aparece en polidipsia, cetonuria, o enfermedad renal avanzada.
Color amarillo cargado o pardo y densidad > 1.040	Orina concentrada: en procesos febriles, menor ingestión de agua o deshidratación.
Color rojo oscuro hasta apariencia de vino tinto.	Hemoglobinuria: en intoxicación por cobre, leptospirosis, babesiosis, intoxicaciones por plantas o metales pesados.
Color rojizo, turbia y con coágulos de sangre.	Hematuria macroscópica: cálculos urinarios, cistitis, pielonefritis. Contaminación con sangre procedente de la vagina o pene.
Color pardo o rojo parduzco.	Mioglobinuria en miopatías por esfuerzo, decúbito prolongado o carencias de selenio y/o vitamina E.
Orina turbia, lechosa, o con pus (piuria)	Pielonefritis, cistitis.
pH normal se sitúa entre 7,5 y 8,4	Las enfermedades renales producen variaciones poco importantes.
Orinas ácidas	Lactantes, acidosis metabólica, inanición, fiebre.
Proteinuria	Enfermedades del aparato urinario: (pielonefritis, amiloidosis, nefrosis tubular, cistitis, etc.), u otras alteraciones del organismo: (toxemias, necrosis muscular, congestión pasiva). Falsos positivos por contaminación con secreciones vaginales o uterinas. Es normal en animales con menos de 2 días de vida.
Glucosuria	Aportes externos de glucosa, glucocorticoides, etc. O falsos positivos en algunos tratamientos con antibióticos.
Cetonuria	Cetosis primaria o secundaria.
Leucocitos	Inflamación o degeneración renal o vesical.

(Ramos y Ferrer, 2007)



Muestras en piel y pelo



Contenido

- 5.1 Toma de muestras cinta adhesiva**
- 5.2 Raspado cutáneo profundo**
- 5.3 Raspado cutáneo superficial**
- 5.4 Toma de hisopados**

Capítulo V

Muestras en piel y pelo

Las enfermedades dérmicas son más comunes en las pequeñas especies; es por esto que, es importante manejar la toma de muestra de raspados cutáneos e hisopados, para establecer un diagnóstico definitivo y poder instaurar el tratamiento específico, evitando que las lesiones se generalicen.

5.1 Toma de muestras cinta adhesiva

Materiales:

- Cinta adhesiva transparente
- Porta objeto

Procedimiento:

- Se cortan las tiras de cinta adhesiva del tamaño del porta-objeto. Se colocan sobre la lesión dérmica del animal, debe procurarse que la cinta se adhiera bien y luego se arranca. Se procede a pegar la cinta sobre el porta objeto. Se identifica y se envía al laboratorio. Cuando el animal posee varias lesiones, es necesario tomar muestras de todos los sitios afectados.



Fuente: Tercero D., 2015



Fuente: Tercero D., 2015



Fuente: Tercero D., 2015



Fuente: Tercero D., 2015

5.2 Raspado cutáneo profundo

El diagnóstico de la sarna en animales domésticos se basa en los signos clínicos y la evidencia de ácaros o sus estadios de desarrollo en raspados de piel del hospedador. Se caracterizan por la caída del pelo/plumas, lesiones costrosas o escamosas de la piel, dermatitis, engrosamiento de la piel, caspa y prurito (OIE, 2015).

Los raspados profundos de piel obtenidos mediante el borde de una hoja de bisturí son útiles para detectar ácaros excavadores (OIE, 2015).

Materiales:

- Hoja de bisturí.
- Placa o tubo para recoger la muestra.
- Aceite mineral.
- Hidróxido potásico al 20%.
- Portaobjetos y cubreobjetos.

Procedimiento:

- Efectuar el raspado en el borde o periferia de las lesiones más recientes. Es aconsejable, si hay mucho pelo o lana, cortarlos antes de raspar (Ramos y Ferrer, 2007).



Fuente: Tercero D., 2015



Fuente: Tercero D., 2015



Raspado cutáneo en Equino
Fuente: Navarro O., 2015

- Depositar una gota de aceite sobre el bisturí para favorecer la adhesión del material a extraer y raspar con suficiente intensidad hasta que sangre la zona. Esto indica que hemos alcanzado la profundidad adecuada (OIE, 2015).

Es recomendado enviar el bisturí con el que se obtuvo la muestra.



Fuente: Tercero D., 2015

- Para visualizar mejor el material recogido (a nivel de laboratorio), es preciso eliminar el exceso de queratina, para lo cual se depositan sobre el portaobjetos unas gotas de hidróxido potásico al 20%, se coloca el cubreobjetos encima y se calienta la preparación suavemente a la llama durante 15 o 20 segundos.

5.3 Raspado cutáneo superficial

Materiales:

- Hoja de bisturí.
- Placa o tubo para recoger la muestra.
- Hidróxido potásico al 20%.
- Portaobjetos y cubreobjetos.

Procedimiento:

- Raspar la piel. Asegurarse, no obstante, de incluir las raíces del pelo (se deben extraer con pinzas), ya que la mayor parte de los hongos se albergan en ellas. No debe colocarse el aceite, ya que el raspado es superficial.



Fuente: Tercero D., 2015



Fuente: Tercero D., 2015

- Introducir el producto del raspado en un frasco perfectamente cerrado.



Fuente: Tercero D., 2015

5.4 Toma de hisopados

5.4.1 Hisopado ótico

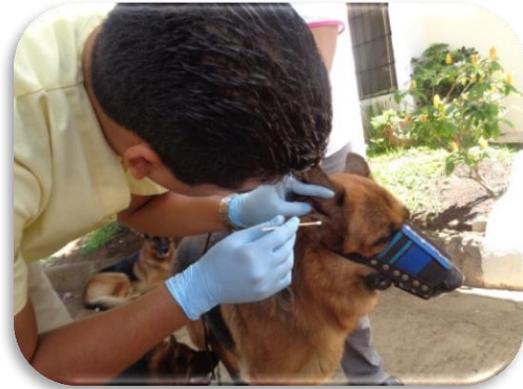
Esta muestra es enviada al laboratorio con el objetivo de realizar el aislamiento de la bacteria que está ocasionando otitis. Se debe tener cuidado para no contaminar la muestra.

- Se humedece el hisopo en solución estéril.



Fuente: Tercero D., 2015

- Se introduce el hisopo en el oído afectado. Se realizan movimientos circulares para obtener la muestra.



Fuente: Tercero D., 2015



Fuente: Tercero D., 2015



Fuente: Tercero D., 2015

- El hisopo debe introducirse en un medio de transporte (proporcionado por el laboratorio). En este caso se utilizó medio Stuart.



Fuente: Tercero D., 2015



Fuente: Tercero D., 2015

- Se identifica la muestra y se coloca en refrigeración.

**CAP
VI.**



Muestras del aparato respiratorio



Contenido

- 6.1 Hisopados faríngeos**
- 6.2 Toracocentesis**
- 6.3 Aspiración traqueal**

Capítulo VI

Muestras del Aparato respiratorio

6.1 Hisopados faríngeos

Materiales:

- Hisopo estéril
- Tubo de ensayo con medio de transporte
- Depresor de lengua

Procedimiento:

- Utilizar un depresor, presione la lengua hacia abajo para observar el fondo de la faringe para localizar el área de inflamación y exudado.



Fuente: Tercero D., 2015

- Introducir el hisopo estéril previamente humedecido y realizar movimientos circulares sobre el área de exudado, amígdalas y faringe posterior. Se debe procurar no tocar la cavidad oral.



Fuente: Tercero D., 2015

- Enviar el hisopo en un medio de transporte (debe ser solicitado previamente al laboratorio).



Fuente: Tercero D., 2015

6.2 Toracocentesis

La toracocentesis es un acto clínico, a la vez diagnóstico y terapéutico. Está indicado ante la sospecha de patologías pleurales, que acarrea la consiguiente acumulación de líquidos (Ramos y Ferrer, 2007).

La punción se realiza con el animal de pie y se deben seguir los siguientes pasos:

- Sedación a base de xilacina al 2%, rasurado y desinfectado la zona. Anestesia local opcional.
- Punción (previo desplazamiento de la piel) en el 6° o 7° espacio intercostal, preferiblemente por el lado derecho, debajo de la línea del líquido, captada a través de una percusión o ecografía previa (la ecografía puede guiar la punción).
- Se palpan las costillas, desde su inicio hasta el final. Se coloca el dedo pulgar en el medio de esta distancia.



Fuente: Powell L., 2013

- Se delimita el sitio de punción, marcando con los dedos la porción media del tórax.



Fuente: Powell L., 2013

- Se rasura el sitio de punción y se realiza desinfección del área.



Fuente: Powell L., 2013

- El trocar será de 2 mm de diámetro y 4 cm de longitud y deberá ir provisto del correspondiente mandril. Si el líquido no fluye por sí mismo se empleará una jeringuilla de 10 ml.



Fuente: Powell L., 2013

Una vez obtenida la muestra, una pequeña porción de la misma se deposita en un tubo con EDTA, este líquido se centrifuga y con una gota del sedimento se realiza una extensión sobre un portaobjetos.

En condiciones normales se obtiene un líquido claro, sin coágulos, bacteriológicamente estéril, que contendrán neutrófilos, linfocitos y células mesoteliales. En cualquier caso la cantidad de líquido que se puede extraer será siempre escasa (Ramos y Ferrer, 2007).

En condiciones patológicas, analizando el líquido extraído es posible encontrar:

- Sangre (hémotorax).
- Trasudado (alteración circulatoria).
- Exudado (inflamación).

Tras realizar una toracocentesis pueden surgir complicaciones importantes, tales como neumotórax, punción pulmonar o cardiaca o la hipotensión tras el drenaje.

6.3 Aspiración traqueal

El lavado o aspiración trans-traqueal es una técnica que se emplea, con la finalidad de obtener muestras del tracto respiratorio bajo (tráquea o grandes bronquios) para exámenes citológicos, virológicos, bacteriológicos y/o parasitarios. La valoración del aspirado traqueal, en caso de infección bacteriana, permite realizar antibiogramas que ayudaran a elegir los antibióticos más adecuados en cada caso (Ramos y Ferrer, 2007).

Preparado:

- Escoger animales que no hayan recibido tratamientos antibióticos. Trabajar con mucha precaución en animales con disnea grave.
- No es precisa la sedación pero sí una buena contención.

Procedimiento:

- Pasar una sonda estéril de polietileno de unos 50 cm de longitud
- Introducir a través de la sonda 10-20 ml de solución salina fisiológica estéril.



Fuente: Tercero D., 2015



Fuente: Tercero D., 2015

- Aspirar con la misma jeringuilla. Las cantidades recogidas son pequeñas, pero suficientes para el análisis. Si no se consigue obtener una muestra volver a repetir la operación.

La posible complicación que puede aparecer tras la realización de esta técnica es: enfisema subcutáneo.



Muestras del tracto gastro-intestinal



Contenido

7.1 Muestras para identificación de parásitos gastrointestinales

7.1.1 Extracción de heces fecales

7.1.2 Hisopado rectal

7.1.3 Identificación de parásitos encontrados en heces fecales

7.2 Muestra de líquido ruminal

7.2.1 Extracción de líquido ruminal con sonda gástrica

7.2.2 Extracción de líquido ruminal por ruminocentesis

7.3 Muestra de líquido peritoneal

7.3.1 Abdominocentesis

Capítulo VII

Muestras del Tracto gastrointestinal

7.1 Muestras para identificación de parásitos gastrointestinales

Generalmente, las muestras de heces se someten a examen, porque los animales interesados sufren algún tipo de desorden alimenticio.

Según Bush (1982), además de un examen macroscópico general, las muestras se pueden someter a exámenes específicos para detectar:

- 1- La presencia de parásitos internos
- 2- La presencia de una mala digestión de los alimentos.
- 3- La presencia de sangre oculta.
- 4- La presencia de bacterias patógenas significativas.

El doble empaquetado de las muestras fecales en recipientes con tapón de rosca o herméticos que a su vez puedan introducirse en bolsas de plástico herméticas ayudará a prevenir la contaminación cruzada de las muestras y materiales de envoltura relacionados. Las muestras fecales que solamente se envuelven en guantes de exploración, bolsas de plástico o tubos con tapón de goma no sirven, porque muy a menudo contienen crecimiento bacteriano con producción de gas que puede romper las bolsas de plástico, desplazar los tapones y comportar la fuga de muestra. (OIE, 2015).

El intervalo de la expulsión de las heces y su examen debe ser corto como sea posible, para minimizar las alteraciones de la muestra; esto es particularmente importante cuando se estima el nivel de enzimas digestivas tripsina que desaparece rápidamente, en particular en un medio cálido.



Fotografía 33. Error en empaque de muestra
Fuente: Sequeira S, 2015

En los casos en los que se pide al dueño la recogida de la muestra de heces del animal, se recomienda el empleo de un recipiente adecuado (capaz de evitar la deshidratación) que debe suministrarse por el laboratorio. Para la recogida conveniente de la muestra se debe emplear un recipiente universal con su tapa de rosca apropiada y una cuchara (Becton-Dickinson, Sterilin).

Cuando se recogen muestras de heces, se debe intentar evitar la contaminación con otros materiales. Y por esta razón es preferible que las heces se expulsen sobre una superficie embaldosada o asfaltada.

Siempre que sea posible se debe llenar el recipiente con heces; si solamente se recoge una pequeña cantidad puede no ser suficiente para hacer todas las pruebas necesarias y, además, se secan rápidamente.

Si las heces expulsadas son insuficientes o si existe dificultad en la recogida de la muestra, es posible que se pueda obtener material fecal directamente del recto, sacándolo con un dedo recubierto con un guante de polietileno (Portex) introducido por el ano.

7.1.1 Extracción de heces fecales

Materiales:

- Guantes
- Frasco recolector de heces

Procedimiento:

- Se introduce uno o dos dedos (depende del tamaño del animal, por ejemplo en especies mayores se puede introducir la mano, en cabras adultas o perros de razas grandes se pueden introducir 2 dedos, mientras que en perros de raza pequeña apenas se introduce el dedo meñique) realizando movimientos circulares para estimular el esfínter anal

Las uñas deben estar cortas.

- Los dedos se introducen con la cara dorsal hacia arriba y después se giran para poder extraer las heces fecales. Estas se depositan en el frasco en el que se enviará la muestra al laboratorio. posteriormente se rotula el frasco.



Fuente: Tercero D., 2012

Las muestras fecales deben guardarse refrigeradas (por ejemplo, a 4 °C o sobre hielo) y analizarse cuanto antes tras la obtención, para minimizar el efecto negativo que la muerte del microorganismo buscado, el sobre crecimiento bacteriano o la eclosión de huevos de parásitos pueden ocasionar en los resultados de las pruebas (OIE, 2015).

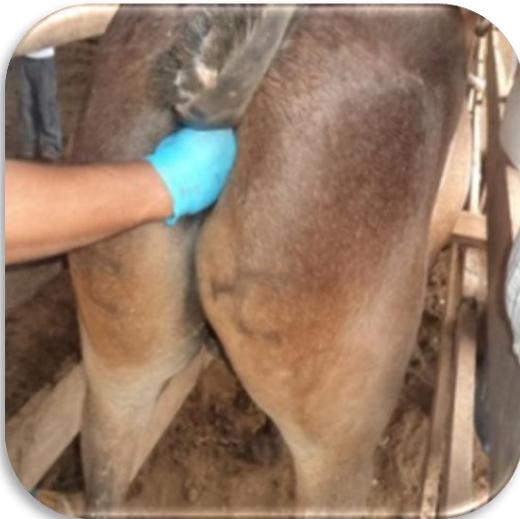


Fuente: Tercero D., 2012



Las muestras obtenidas por enemas no son aconsejables ya que están considerablemente diluidas y contiene generalmente agua y jabón.

Extracción de heces. Bovino
Fuente: Castro R., 2015



Extracción de heces. Equino
Fuente: Navarro O., 2015

Cuadro 15. Alteraciones en el aspecto y consistencia de las heces

Aspecto de las heces	Asociación
Secas, oscuras, con brillo y cubiertas de moco	Tránsito intestinal lento/ deshidratación
Heces pastosas y oscuras	Sangre en porciones altas: Intestino delgado
Grano sin digerir	Alimento no procesado o mal procesado
Heces oscuras con sangre no digerida, de olor fétido, desagradable y en ocasiones con fibrina	Salmonelosis
Sangre y restos de mucosa	Invaginación intestinal (necrosis isquémica)
Sangre fresca o coágulos de sangre	Coccidiosis o mucosa rectal lesionada
Heces pastosas (variable)	Parasitosis grave
Líquidas o muy blandas	Enteritis o diarrea osmótica (acidosis ruminal)

(Ramos y Ferrer, 2007)

7.1.2 Hisopado rectal

Un hisopo fecal (o del recto) puede no retener la suficiente cantidad de heces para permitir hacer una valoración de la presencia o ausencia de parásitos intestinales, pero son adecuadas para el examen bacteriológico (Bush, 1982).

- Humedecer el hisopo con solución salina estéril.



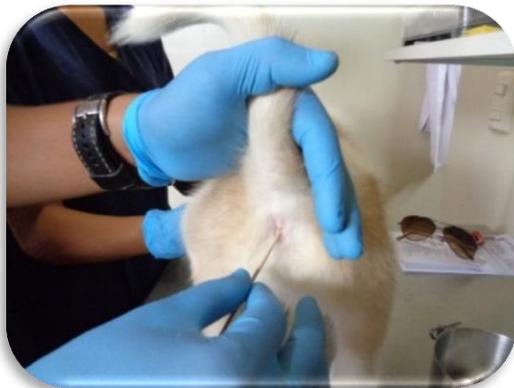
Fuente: Tercero D., 2015

- Limpiar el área donde se introducirá el hisopo.



Fuente: Tercero D., 2015

- Introducir el hisopo (solamente la porción que posee el algodón) y realizar movimientos giratorios en el interior del recto. Extraer el hisopo y remitirlo al laboratorio en un tubo con rosca.



Fuente: Tercero D., 2015

El medio de transporte de los hisopados rectales o cloacales depende del examen a solicitar. Por ejemplo, si se requiere el aislamiento de Salmonella se envía en medio de transporte Stuart, mientras que cuando se necesita aislamiento viral de la Enfermedad de Newcastle en aves se utiliza el medio TBTB.

Estos medios de transporte son proporcionados por el laboratorio, por lo que se debe pedir previo a la toma de muestra. En el caso de solicitar el diagnóstico de enfermedades de vigilancia epidemiológica, la toma de muestra la realiza el personal del IPSA.



Hisopado en aves
Fuente: Duarte E., 2015

7.1.3 Identificación de parásitos encontrados en heces fecales

Se recogen los parásitos separando el contenido intestinal y se coloca inmediatamente en solución salina fisiológica. Se sacan los parásitos de la solución y se sumergen en solución de formol al 10 %, para matarlos y enviarlos.



Fuente: Tercero D., 2013

7.2 Muestra de líquido ruminal

El análisis de líquido ruminal permite identificar con facilidad el origen de las ingestiones derivadas de problemas relacionados con el contenido (Ramos y Ferrer, 2007).

Para obtener resultados fiables se debe tomar muestras al azar, al menos, de 10 a 12 animales de un mismo lote. En ganado vacuno, se considera que un colectivo presenta un problema cuando al menos el 30% de las muestras están alteradas en una misma dirección (Ramos y Ferrer, 2007).

El momento para la recogida de las muestras depende del sistema de alimentación:

- Si el alimento se aporta todo mezclado, las muestras se tomarán entre 4 y 6 horas después de la distribución.
- Si el concentrado se aporta separado, el muestreo tendrá lugar entre 2 y 4 horas después de su reparto (Ramos y Ferrer, 2007).

Procedimiento de obtención de líquido ruminal

- a) Uso de sonda gástrica.
- b) Ruminocentesis o punción ruminal.

7.2.1 Extracción de líquido ruminal con sonda gástrica

Cuadro 16. Uso de sonda gástrica

Ventajas	Inconvenientes.
<ul style="list-style-type: none">• Poco costoso.• Fácil de realizar.• Posibilidad de obtener gran cantidad de líquido (no siempre).	<ul style="list-style-type: none">• Contaminación con saliva.

(Ramos y Ferrer, 2007)

Materiales:

- Sonda gástrica
- Bomba de vacío manual o eléctrica
- Recipiente para la recogida del líquido

La introducción de la sonda gástrica por vía oral no tiene dificultad, resultará más o menos costosa según la contención y las características del animal. Cuanto más laboriosa sea la introducción de la sonda mayor será la secreción salivar (Ramos y Ferrer, 2007).



Fuente: Tercero D., 2015

Procedimiento:

Una vez colocada la sonda, la extracción de líquido ruminal se consigue generando vacío bien por un sistema manual o mediante una bomba eléctrica (conviene que el recipiente usado en la recogida esté atemperado). Cuanto

más fluido está el contenido, mayor cantidad de muestra podemos obtener (Ramos y Ferrer, 2007).

7.2.2 Extracción de líquido ruminal por ruminocentesis

Cuadro 17. Uso de ruminocentesis

Ventajas	Inconvenientes
<ul style="list-style-type: none">• No hay contaminación con saliva.	<ul style="list-style-type: none">• Poca cantidad de líquido.• Riesgo (bajo) de peritonitis y/o abscesos en lugar de punción.

(Ramos y Ferrer, 2007)

Materiales:

Además del material necesario para el afeitado y preparación de la piel, se precisa:

- Aguja de 10 a 15 cm de longitud por 1,6 a 2 mm de diámetro.
- Jeringa de 20 a 30 ml con cono de acoplamiento excéntrico.
- Jeringa de 5 a 10 ml.
- Solución salina fisiológica.

Procedimiento, según Ramos y Ferrer (2007):

- La punción se realiza en el abdomen izquierdo del animal, en un punto intermedio entre la última costilla y la articulación de la rodilla.
- En este punto se prepara, mediante depilación y posterior desinfección con povidona yodada, una zona de piel de 5 x 5 cm de lado. La anestesia local se realiza mediante la aplicación subcutánea de 2-3 ml de lidocaína al 2%.

- Una vez preparada la zona se inserta toda la aguja en dirección ventrocraneal. La aspiración se realiza con una jeringa de 20 ml con cono de acoplamiento excéntrico, quedando éste en la parte superior. En caso de obstrucción de la aguja se introduce aire con otra jeringa.



Fuente: Tercero D., 2015

- Una vez obtenidos entre 3 y 10 ml de líquido ruminal se procede a la retirada de la jeringa. Antes de sacar la aguja es muy conveniente introducir alrededor de 5 ml de solución salina fisiológica para arrastrar al interior del rumen el contenido de la misma. Finalmente se retiran, de forma suave y conjunta, aguja y jeringa.



Fuente: Tercero D., 2015



Fuente: Tercero D., 2015

Manejo y análisis de líquido ruminal

Después de la obtención del líquido, si no se va a trabajar de inmediato, se debe eliminar el aire de la jeringa, cerrada herméticamente y mantenerla en refrigeración hasta su análisis.

- La medida del pH se debe efectuar lo antes posible. (El líquido ruminal obtenido mediante sonda gástrica tiende a dar valores de pH más elevados).
- El color está en función de alimento ingerido.
- El líquido ruminal es ligeramente viscoso (más que el agua y menos que la saliva).
- Flotación/sedimentación. Esta prueba se lleva a cabo colocando una muestra de líquido ruminal en un tubo. En condiciones normales, entre 4 y 8 minutos después se diferenciarán tres capas: inferior por sedimentación de la materia sólida, intermedia líquida y superior constituida por la materia fibrosa que flota.
- Además existen otras pruebas. La de mayor interés son las concentraciones de amoníaco y la concentración de cloruros.
- La flora bacteriana del rumen está integrada por una mezcla de bacterias gram positivas y gram negativas. Los cambios de alimentación y de pH determinan cambios en la composición de la flora digestiva (Ramos y Ferrer, 2007).

7.3 Muestra de líquido peritoneal

7.3.1 Abdominocentesis

La abdominocentesis o punción abdominal es una técnica sencilla, práctica y útil destinada a la obtención de líquido peritoneal a fin de valorar el contenido de la cavidad abdominal.

- El estudio del líquido peritoneal tiene interés cuando hay acumulación del mismo o sospecha de peritonitis, perforación digestiva, uroperitoneo, hemorragias internas, tumor abdominal, etc. (Ramos y Ferrer, 2007).

Materiales:

- Máquina de afeitar.
- Guantes, torundas.
- Antiséptico cutáneo (ejemplo: yodo povidona)
- Aguja de 3 a 4 cm de longitud por 1 a 1,2 mm de diámetro.
- Jeringas de 5 y 10 ml.
- Tubos con EDTA para citología y/o tubos limpios y estériles para bacteriología.

Procedimiento:

Según Ramos y Ferrer, 2007

- Contención del animal con o sin sedación.
- Preparación de la piel al igual que en otras punciones.



Fuente: Powell L., 2013

- La punción, con el animal en pie, se efectúa en la porción más ventral del abdomen, de 2 a 4 cm a la derecha de la línea media.



Fuente: Powell L., 2013

- La punción (aguja de 1 a 1,2 mm de diámetro y 3 a 4 cm de longitud), previa sedación local (opcional), se lleva a cabo lentamente (con él bisel orientado ventralmente) hasta penetrar en la cavidad abdominal; en ese momento es posible apreciar una pequeña reacción del animal, a veces no se trata más que de un ligero movimiento de las extremidades posteriores.

Una vez en la cavidad abdominal, una o varias gotas pueden fluir por la aguja, entonces se aplica la jeringuilla y se obtiene el líquido suavemente. En caso negativo se puede mover la aguja o variar, con mucha precaución, el grado de penetración.



Fuente: Powell L., 2013



Fuente: KeeboVet, 2012

- La muestra de líquido abdominal (unos 2 ml) se deposita en tubo con EDTA, para citología o en tubo limpio y estéril para bacteriología o se reparte según interés.

Las complicaciones no son frecuentes. No obstante, las más factibles son:

- La no obtención de la muestra.
- La penetración en el aparato digestivo con resultado de peritonitis.
- La formación de abscesos subcutáneos.

Valoración de la muestra obtenida

- Un primer examen incluye la valoración del color, volumen, viscosidad, turbidez y presencia de coágulos, así como la capacidad para tomar espuma en la parte superior tras la agitación. El líquido peritoneal normal es escaso, inodoro, claro, de color pajizo, ambarino o ligeramente amarillo. El volumen obtenido puede oscilar entre 0 y 5 ml, pero la no obtención de líquido peritoneal no excluye un proceso de peritonitis.
- La microscopia permite apreciar la presencia de bacterias y de contenido digestivo.
- Una extensión sobre un portaobjetos y posterior tinción permitirán realizar una valoración del contenido celular.
- Un análisis de laboratorio más detallado incluye determinar el número y tipo de células, concentración de proteína y cultivo bacteriano.

Cuadro 18. Alteraciones del líquido peritoneal

Alteraciones halladas	Asociación
Volumen > 10 ml	Procesos patológicos o final de gestación.
Verde, turbio con partículas	Perforación o rotura digestiva.
Rosado o rojo	Presencia de sangre de origen iatrogénico o relacionada con infarto intestinal, perforación.
Rojo oscuro	Necrosis de la pared intestinal (invaginación)
Amarillento y con olor úrico	Presencia de orina por rotura de vejiga.
Espuma estable al agitarlo	Incremento del contenido en proteínas (inflamación)
Incremento de la viscosidad	Incremento del contenido en proteínas (inflamación)
Coágulos	Proceso inflamatorio.
Turbidez (a veces con fibrina)	Producto de la inflamación por incremento de proteína, células y fibrina.

(Ramos y Ferrer, 2007)

CAP VIII.



Muestras del aparato genital



Contenido

- 8.1 Exudado vaginal**
 - 8.1.1 Hisopado vaginal
 - 8.1.2 Lavado uterino
- 8.2 Lavado prepucial**
- 8.3 Punción testicular**
- 8.4 Espermograma**
 - 8.4.1 Estimulación mediante masaje
 - 8.4.2 Método por electro eyaculación
 - 8.4.3 Extracción de semen mediante Vagina Artificial

Capítulo VIII

Muestras del aparato genital

Las enfermedades venéreas son causadas por agentes transmitidos a través de la cópula. Debido a su modo de transmisión y su presencia en el huésped las enfermedades venéreas pueden estar presentes en un rebaño durante meses sin que se perciban (Galina y Valencia, 2008).

Es por esto que se deben realizar exámenes periódicos para evaluar el desempeño reproductivo del hato.

8.1 Exudado vaginal

8.1.1 Hisopado vaginal

Materiales:

- Hisopos estériles
- Guantes
- Tubos con medio de transporte

Procedimiento:

- Se introduce el hisopo mediante los labios vulvares hasta llegar a la vagina, se realizan movimientos circulares alrededor de las paredes de la vagina.



Fuente: Pernudi K., 2012

- Se extrae el hisopo y se introduce en el tubo con el medio de transporte (solicitado al laboratorio previamente) y se rotula la muestra.



Fuente: Pernudi K., 2012

8.1.2 Lavado uterino

Materiales:

- Solución salina o solución PBS
- Especulo vaginal
- Pipeta de inseminación artificial

Procedimiento según la OIE (2015):

Por medio de un catéter limpio se recogerán por lo menos 10 ml de exudado uterino en un recipiente con tapa hermética. Se arrastrará el material vaginal mediante lavado con solución salina fisiológica o solución amortiguadora especial.

Es importante el uso de un espéculo estéril, preferiblemente desechable. Para la aspiración, se limpia la zona de la vulva con un papel absorbente y se introduce en la cavidad vaginal una pipeta de inseminación artificial, de forma que la parte anterior alcance el cuello uterino. Se succiona suavemente mientras se mueve la pipeta hacia delante y hacia atrás. Se retira la pipeta y el mucus recogido se siembra directamente en un medio de cultivo o en un medio de transporte o de enriquecimiento.



Fuente: Pernudi K., 2012

El mucus cérvico-vaginal también puede recogerse mediante el lavado de la cavidad vaginal: se introducen en la cavidad 20–30 ml de PBS con una jeringuilla unida a una pipeta de inseminación artificial. El líquido se aspira y se reintroduce en la cavidad cuatro o cinco veces antes de recogerlo y extenderlo directamente en medio de cultivo o de añadirlo a un medio de transporte o de enriquecimiento.

⌘ También se puede recoger líquido a partir del lavado de la cavidad vaginal con un tampón de gasa estéril mantenido en la vagina durante 5–10 minutos después de introducir PBS.

8.2 Lavado prepucial

En los toros, el esmegma puede obtenerse por diferentes métodos: raspado, aspiración y lavado. El esmegma también puede tomarse en una vagina artificial después de la toma del semen, lavando la vagina artificial con 20–30 ml de solución salina tamponada con fosfato-PBS (OIE, 2015).

Materiales:

- Guantes
- Solución salina tamponada con fosfato
- Jeringa 20-50 ml
- Frasco recolector

Procedimiento según la OIE (2015):

- Para los lavados prepuciales, se introducen en el saco prepucial 20–30 ml de PBS.



Fuente: Tercero D., 2015



Fuente: Tercero D., 2015

- Después de un masaje vigoroso de 15–20 segundos, se recoge el líquido. El semen se recoge en condiciones tan asépticas como sea posible.



Fuente: Tercero D., 2015



Fuente: Tercero D., 2015

8.3 Punción testicular

En los animales en los que se aprecia un aumento de tamaño de la bolsa escrotal, asociada a una palpación dificultosa de su contenido, está indicada la punción. Esta se debe realizar con aguja y jeringuillas estériles (para el estudio microbiológico), siguiendo el protocolo descrito para punciones (Ramos y Ferrer, 2007).

Según Ramos y Ferrer (2007), el aspecto del fluido obtenido orienta el diagnóstico acerca del tipo de patología que presenta el animal:

- Un líquido seroso, transparente y ligeramente amarillento, se relaciona con hidrocele o hernia inguinal. En estos casos, el diagnóstico se completa explorando el animal en decúbito supino para descartar la hernia inguinal.
- La obtención de fluido serohemorrágico se asocia a hematocele o hematoma traumático.
- Un fluido denso y de coloración blanquecina, amarillenta o verdosa, se relaciona con inflamaciones fibrinosas o purulentas de las envolturas.

8.4 Espermograma

El espermograma es un estudio de gran relevancia para aquellos veterinarios que desean especializarse en reproducción. Hoy en día es posible alcanzar tasas elevadas de preñez y parición, realizando la correcta selección de los reproductores. Para ello es importante entre otras cosas, la realización rutinaria del espermograma.

El espermograma es de especial utilidad cuando:

- Se desea servir a una hembra, ya que garantiza que el macho elegido tenga buena calidad espermática.
- El macho realiza servicios pero la hembra no queda preñada.
- Se desea utilizar el semen para inseminación artificial.
- Se sospecha de infecciones en el tracto reproductor (porque permite determinar la presencia de infecciones genitales y ayuda a determinar su localización anatómica, siendo útil en estos casos realizar un antibiograma sobre la fracción de semen - preespermática, espermática o prostática-afectada).

Es importante destacar que para emitir un diagnóstico fiel sobre la calidad del semen de un animal es requisito analizar como mínimo 2 ó 3 eyaculados, separados por un intervalo variable de tiempo, ya que eyaculados aislados pueden tener variaciones no representativas del estado real del reproductor.

Obtención de la muestra en especies menores

8.4.1 Estimulación mediante masaje

Antes de colectar el semen se tienen en cuenta dos aspectos muy importantes: la higiene y el estímulo del semental (Galina y Valencia, 2008).

Para tomar la muestra de semen es recomendable limpiar detenidamente la zona prepucial y abdominal, siendo adecuado en perros de pelo largo cortar el pelo de la región. En los caninos usualmente el semen es

recolectado por masturbación sobre un piso no resbaladizo. A fin de facilitar la eyaculación resulta de utilidad contar con la presencia de una hembra en celo, o en su defecto, una perra a la cual se le aplica tópicamente en la región perineal feromonas sintéticas (metil-p-hidrobenzoato) o sencillamente un hisopo impregnado de descargas vulvares de una perra en celo (Galina y Valencia, 2008).

Las muestras de semen, deben diluirse con PBS e inocularse directamente en medio de cultivo, de transporte o de enriquecimiento.

Materiales:

- Guantes
- Bolsa o frasco recolector

Procedimiento según CVPBA:

- Si el Profesional es diestro, se coloca a la izquierda del animal. Luego de realizar una estimulación leve del bulbo del pene mediante masaje suave a través del prepucio, se procede rápidamente, y antes que se produzca una erección total, a correr el prepucio por detrás del bulbo del pene.



Fuente: Navarro O. 2015

Si esto no fuera posible, la presión del bulbo ingurgitado presionaría contra el prepucio ocasionando, muy frecuentemente, incomodidad e impidiendo la total erección y posterior eyaculación del animal. Una vez retirado el prepucio se realiza una presión sostenida en caudal del bulbo.

La primer fracción que el animal eyacula se denomina fracción pre-espermática, carente de espermatozoides y de muy escaso volumen. Le sigue la fracción espermática, rica en espermatozoides y que se colecta en su totalidad cuando se desea realizar la inseminación artificial.

- Luego de eyacular la fracción espermática comienzan movimientos pulsátiles de la uretra. En este momento comienza a eyacular la fracción prostática, nuevamente carente de espermatozoides. Es generalmente cuando el pene se gira 180° hacia atrás, simulando la posición tomada en el servicio natural (abotonamiento). Una vez concluida la colección del semen, se debe controlar la reintroducción normal del pene en el prepucio.



Fuente: Navarro O., 2015



Fuente: Navarro O., 2015



Fotografía 34. Espermatozoides en canino

Fuente: Tercero D., 2015

Especies mayores

La toma de muestra de semen puede servir para analizar un estudio microbiológico, en relación a procesos testiculares que pueda sufrir el animal, o para valorar la calidad del semen (Ramos y Ferrer, 2007).

La recogida y obtención de semen se puede llevar a cabo por distintos procedimientos: electro-eyaculación, monta y recogida mediante vagina artificial, canulación del conducto deferente (Ramos y Ferrer, 2007).

A fin de obtener una muestra no contaminada, previamente a la eyaculación, se procede a lavar el prepucio y la cavidad prepucial, con un jabón antiséptico y posteriormente con suero fisiológico. El semen se recoge en un recipiente estéril. Una vez recolectado, mediante jeringuillas o hisopos estériles se toman muestras del mismo para llevar al laboratorio y realizar el correspondiente cultivo microbiológico (Ramos y Ferrer, 2007).



Fotografía 35. Electro eyaculador
Fuente: Alba Genética, 2013

8.4.2 Método por electro eyaculación

Este método se utiliza en toros que por alguna causa no pueden montar, como por ejemplo aquellos que padecen poliartritis, espondiloartritis, fracturas o anquilosis, o bien en toros de algunas razas de bovinos productores de carne, especialmente las cebuinas, ya que el manejo a que están sometidos estos toros es diferente, y si no se les ha entrenado previamente, solo un número reducido de ellos acepta la vagina artificial (Galina y Valencia, 2008).



Fuente: Alba Genética, 2013

Materiales:

- Electroeyaculador
- Frasco o tubo para recolectar el semen

Procedimiento:

La electro-eyaculación se realiza con el animal en pie, introduciendo el electro-eyaculador por vía rectal, presionando hacia el techo de la pelvis. En primer lugar se provoca una descarga corta para aclimatar al animal y posteriormente se producen descargas repetidas, de 4 a 6 segundos de duración, a intervalos de 4 segundos.

8.4.3 Extracción de semen mediante Vagina Artificial

La vagina artificial consta de un tubo rígido de hule, con una válvula exterior; por el lumen del tubo se introduce una manda de látex, la que se dobla sobre los extremos del tubo creando así una recamara de aire. Después, un cono de látex con un tubo de centrífuga graduado se fija a uno de los extremos y al tubo de hule se le introduce agua caliente; la temperatura de la vagina se debe medir con un termómetro, limpio, y al momento de la colección de semen debe ser de 42 a 45^a C; ésta varía dependiendo del toro (Galina y Valencia, 2008).

Materiales:

- Vagina artificial
- Animal para estimular la monta

Procedimiento:

- Se estimula visualmente al toro, para que monte al animal que tiene en frente. Y cuando este salta, una persona se encarga de introducir el pene del toro en la vagina artificial, y la extrae hasta que el semental haya eyaculado.



Fuente: Alba Genética, 2013



Fuente: Alba Genética, 2013

Inmediatamente después de la toma se debe analizar el semen, sino debe conservarse en refrigeración.

En la valoración de la calidad seminal, además del examen microbiológico ya citado, se toman en consideración otra serie de parámetros.



Espermatozoides
Fuente: Alba Genética, 2013

Cuadro 19. Parámetros para valorar la calidad del semen

	Toro	Carnero	Verraco	Caballo	Perro
Tipo de eyaculado	Mono-fásica	Mono-fásica	Trifásica	Trifásica	Trifásica
Duración	1 segundo	< a 1 segundo	5 - 30 minutos	30 - 60 seg	22 minutos
Volumen del eyaculado (ml)	5 - 15 ml	0,8 - 1,2 ml	150 - 200 ml	40 - 100 ml	3 - 30 ml
Concentración (millones / ml)	800 – 1200	2000 - 3000	200 - 300	200 - 500	200 - 600
Motilidad (%)	75	95	70	70	60

(Mundo pecuario, 2014)

- **Color** el semen es blanco y cremoso.



Muestras de leche

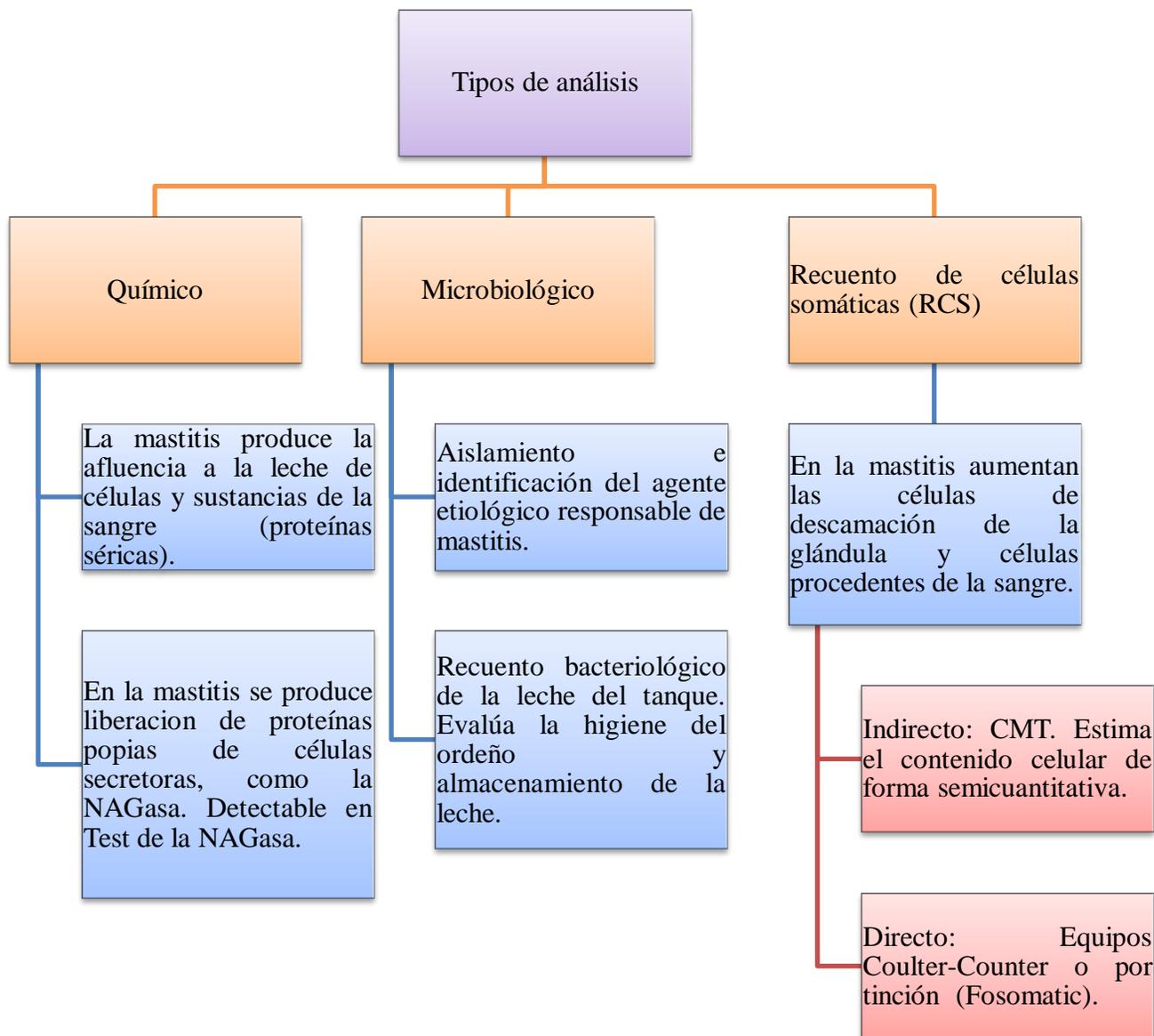


Contenido

- 9.1 Muestra de leche a partir del cuarto mamario**
- 9.2 Muestreo de la leche del tanque**

Muestras de leche

Importancia del análisis de la leche



(Ramos y Ferrer, 2007)

9.1 Muestra de leche a partir del cuarto mamario

Debe incluir mastitis clínicas y subclínicas. Al menos, 10 muestras de rebaños de hasta 500 animales y del 25% en rebaños más grandes. Los animales de primer parto son lo más importantes, pues representan las infecciones más reciente y, por tanto, la problemática más actual.

En el CMT las reacciones posteriores al ordeño tienden a ser más intensas.

Material:

- Recipiente estéril
- Guantes de látex
- Toallitas de papel impregnadas en un antiséptico o gasas para impregnar en alcohol

Procedimiento:

- Limpieza y desinfección del cuarto mamario. Se puede realizar con yodo.



Fuente: Tercero D., 2012

- Extracción de leche mediante el ordeño No se recolectan los primeros ml de leche, sino que se deja caer el primer chorro y después se extraen 10-20ml en un frasco o tubo estéril con

tapa de rosca. Se debe tener el cuidado de no contaminar el borde del frasco o tubo. Se debe identificar la muestra con el número del animal.



Fuente: Tercero D., 2012

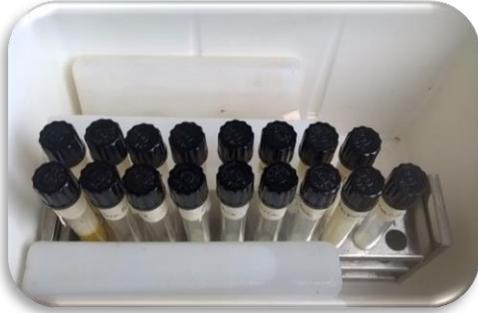


Fuente: Tercero D., 2012



Fuente: Navarro O., 2015

- Envío de muestras en refrigeración.



Fuente: Navarro O., 2015

9.2 Muestreo de la leche del tanque

Materiales:

Guantes
Frasco recolector de muestra
Termo
Hielo

Procedimiento:

Este análisis, informa sobre la higiene con la que se han llevado a cabo los procesos de ordeño y almacenamiento. El tanque debe estar en agitación 5 minutos antes de tomar la

muestra y se debe adicionar a la misma un conservante (azidiol-1-gota por 20 ml de leche). El recuento total de bacterias debe ser inferior a 1.500.000 ufc/ml para leches destinadas a la elaboración de derivados tratados térmicamente e inferior a 500.000 ufc/ml si la leche se destina a la fabricación de productos a partir de leche cruda (Ramos y Ferrer, 2007).

- Se deben tomar entre 10-20 ml de leche del tanque en un frasco estéril.



Fuente: Obando R., 2015



Muestras para histopatología



Contenido

- 10.1 Muestra de tejidos**
- 10.2 Toma de biopsias**
 - 10.2.1 Aspiración con aguja fina
- 10.3 Citología vaginal**

Capítulo X

Muestras para histopatología

10.1 Muestra de tejidos

Se puede obtener de animales vivos como muestras de biopsia o de animales muertos para el examen post-mortem. Una parte de un órgano para el examen histopatológico, debe contener siempre que sea posible tejido normal y anormal. Esto permite que el patólogo, observe la zona transicional del borde de la lesión, que es particularmente importante en la identificación de tumores (Bush, 1982).

En el caso de las necropsias solo deben llevarlas a cabo veterinarios y especialistas en anatomía patológica calificados. Es importante destacar que el propósito de la necropsia no solo es obtener muestras sino también realizar observaciones fundadas relativas a la anatomía patológica de la enfermedad. Este tipo de observaciones son un complemento importante de las observaciones epidemiológicas y clínicas en la investigación veterinaria global del caso o del brote (OIE, 2015).

Según la OIE (2015), tanto si la necropsia se realiza en un laboratorio designado como sobre el terreno, deben seguirse los procedimientos de bioseguridad y biocontención pertinentes, con el fin de garantizar la seguridad y para conseguir muestras no contaminadas y útiles para el análisis, así como para proteger el medio ambiente y a otros animales de la posible exposición a agentes patógenos.

Como requisito mínimo, la/s persona/s que obtengan las muestras deberán usar equipo de protección personal que proteja la piel y las mucosas y que sea desechable o que pueda descontaminarse. Los restos de tejidos, canales y líquidos deberán introducirse en recipientes y tratarse con un método desinfectante o de destrucción adecuado, y el medio ambiente inmediato deberá desinfectarse a fondo (OIE, 2015).

En caso que se requiera un examen bacteriológico, las muestras de órganos deben enviarse en recipientes estériles y deben mantenerse en refrigeración. Las muestras no se deben tomar a partir de animales que hayan sido tratados recientemente con antimicrobianos.

Cuando no se requiere de una investigación bacteriológica previa, las muestras se deben preservar siempre con un fijador antes de su envío. Ya que, durante su transporte al laboratorio, puede comenzar su autólisis (esto es, que los tejidos se digieren por sus propias enzimas), y este proceso se puede acelerar por la contaminación bacteriana (Bush, 1982).

Además, los tejidos sólidos se deben cortar en pequeños trozos, no mayores de 1 cm de espesor, debido a que los fijadores no pueden penetrar en el centro de una gran masa de tejido (lo que permite la autólisis, con la consiguiente rotura de la estructura histológica). Por consiguiente se debe remitir un cubo o tira de tejido.

Los fijadores micro-anatómicos más comúnmente usados según Bush (1982):

- **Formalina al 10%** (nombre alternativo: solución de formaldehído al 4%). Este se prepara por la adición de una parte de la solución de formaldehído BP a 9 partes de agua destilada.

La solución de formaldehído BP (solución de formaldehído al 40%: formalina) que contiene aproximadamente un 40% de gas-formaldehído, y por consiguiente la formalina al 10% contiene un 4% de gas-formaldehído.

- **Formol salino al 10%** (formol salino al 10%). Produce muy poca contracción de las muestras. Su fórmula es: 100 ml de solución de formaldehído BP, 900 ml de agua destilada y 9 gr de cloruro sódico. Este fijador es bastante empleado y es uno de los que se recomienda generalmente para la fijación rutinaria de tejidos.
- **Formalina tamponada neutra al 10%**, impide la formación de un precipitado que se puede presentar con el formol salino al 10%. Su fórmula es: 100 ml de solución de formaldehído BP, 900 ml de agua destilada, 3.5 gr de fosfato monosódico (anhidro) y 6.5 gr de fosfato disódico (anhidro). El formol salino al 10%, y la formalina tamponada neutra, 10%, pueden obtenerse convenientemente a granel, en un aspirador de plásticos (Mercial).

La sociedad bioquímica, ha puesto recientemente en conocimiento que los vapores de las soluciones de formaldehído y los ácidos clorhídrico pueden reaccionar espontáneamente cuando se mezclan, para formar un poderoso carcinógeno, bis-CME. Por lo tanto, es importante no almacenar o emplear estos dos compuestos químicos juntos, ni lavar a la vez el material de vidrio que ha contenido estos dos compuestos químicos (OIE, 2015).

Con la excepción de pequeños trozos de piel u otros materiales de biopsias los tejidos se deben fijar antes de empaquetarlos y enviarlos.

10.1.1. Toma de muestra de Óbex

Este tejido se utiliza para el examen histopatológico de la Encefalopatía Espongiforme Bovina. Se debe notificar la denuncia de sospecha de EEB al Instituto de Protección y Sanidad Animal- IPSA. Estos se encargaran de tomar la muestra.

Materiales:

- Frasco con fijador (Formalina al 10%)
- Guantes
- Bisturí
- Sierra
- Machete

Procedimiento:

- Se separa la cabeza del cuello.



Fuente: Sequeira Z., 2015

- Se secciona el cráneo, el corte se puede realizar en la porción frontal de la cabeza (Hueso frontal) o en la porción posterior de la cabeza (Hueso occipital).



Fuente: Sequeira Z., 2015



Fuente: Sequeira Z., 2015



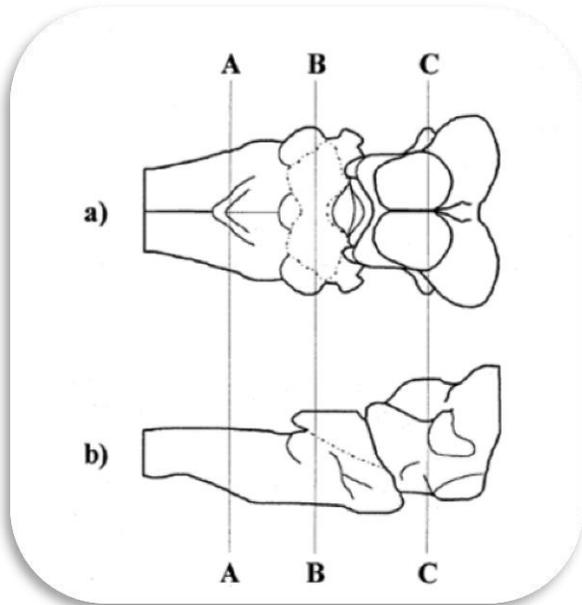
Fuente: Sequeira Z., 2015



Fuente: Sequeira Z., 2015

- Se extrae el encefalo y se secciona el Obex.

El tronco encefálico tras retirar el cerebelo, cara a) dorsal, y b) lateral. Niveles recomendados a los que deben tomarse los cortes: A-A: bulbo raquídeo, en el óbex; B-B: bulbo raquídeo a través de los pedúnculos cerebelares caudales; C-C: mesencéfalo a través de los tubérculos cuadrigéminos superiores (OIE, 2015).



Fuente: OIE, 2015

- Se envía fijado en formalina al 10%.



Fuente: Sequeira Z., 2015

10.1.2. Toma de muestras de encéfalo

Esta muestra se obtiene para realizar el examen histopatológico de Rabia. Normalmente las muestras de encéfalo se toman tras abrir el cráneo en la sala de necropsias, y se escogen las muestras más adecuadas, preferiblemente del pie del

hipocampo, el tálamo, la corteza cerebral y el bulbo raquídeo. En ciertas condiciones (como por ejemplo en el campo o cuando se toman muestras para grandes estudios epidemiológicos), este paso puede ser poco práctico (OIE, 2015).

Se debe notificar la sospecha de Rabia al Instituto de Protección y Sanidad Animal-IPSA. Estos se encargaran de tomar la muestra.

Procedimiento (Ver procedimiento de obtención de Óbex)



Fuente: Sequeira Z., 2015



Encéfalo
Fuente: Sequeira Z., 2015

Según la OIE (2015), existen otros métodos para tomar muestras de encéfalo sin abrir el cráneo.

∞ Ruta del agujero occipital para toma de muestras del encéfalo Se introduce en el agujero occipital en dirección al ojo una pajita de beber de 5 mm o una pipeta desechable de plástico de 2 ml. Pueden tomarse muestras de la cola del bulbo raquídeo, la base del cerebelo, el hipocampo, la corteza y el bulbo raquídeo. Cuando se utiliza una paja debe pinzarse entre los dedos para impedir que se escape material al retirarla. Las muestras de encéfalo de ganado bovino también pueden obtenerse utilizando el "escoplo de encéfalo" que se desarrolló para la toma de muestras de tejidos para el diagnóstico de la encefalopatía espongiiforme bovina (EEB), que permite extraer una muestra adecuada para el diagnóstico tanto de la EEB como de la rabia.

∞ Vía retro-orbital para toma de muestras del encéfalo En esta técnica (Montano Hirose et al., 1991), se utiliza un trocar para hacer un agujero en la parte posterior de la cavidad ocular y luego se introduce una pipeta o pajilla de plástico a través de este hueco. Las partes del encéfalo muestreadas son las mismas que en la técnica anterior, pero se toman en la dirección opuesta.



Encéfalo
Fuente: Sequeira Z., 2015

Toma de muestra de la cabeza en un Zorrillo

Se debe notificar la sospecha de Rabia al Instituto de Protección y Sanidad Animal-IPSA. Estos se encargaran de tomar la muestra.



Zorrillo sospechoso de Rabia
Fuente: Sequeira Z., 2015



Cabeza de Zorrillo sospechoso de Rabia
Fuente: Sequeira Z., 2015



Fuente: Sequeira Z., 2015

Toma de muestra de vesículas

Se debe notificar la sospecha de Estomatitis Vesicular o Fiebre Aftosa al Instituto de Protección y Sanidad Animal- IPSA. Estos se encargaran de tomar la muestra.

Ciertos tejidos epiteliales, en concreto los relacionados con lesiones vesiculares e introducidos en medios de transporte para virus, pueden resultar fundamentales en el diagnóstico de laboratorio de infecciones víricas específicas, como fiebre aftosa (OIE, 2015).

Las mejores muestras para el diagnóstico son el líquido vesicular, el epitelio que cubre las vesículas no reventadas, los trozos de epitelio de las vesículas recién reventadas, o hisopos de las vesículas reventadas. Estas muestras se toman de las lesiones de la boca, así como de las patas y de otros sitios que presenten vesículas (OIE, 2015).

- Toma de trozos de epitelio de las vesículas.

Materiales:

- Guantes
- Frascos con solución especial
- Tijera

Procedimiento:

Las muestras de todas las especies se introducen en frascos con caldo de triptosa y rojo de fenol tamponado con Tris, a pH 7,6. Si para la detección del antígeno se va a realizar una fijación del complemento (CF), se pueden recoger las muestras de todas las especies en tampón glicerol/fosfato, a pH 7,2–7,6. (Nota: el glicerol resulta tóxico para los cultivos celulares y disminuye la sensibilidad del aislamiento del virus; por consiguiente, solo se recomienda para las muestras que vayan a someterse a la prueba de la CF) (OIE, 2015).



Fuente: Sequeira Z., 2015

Las muestras deben enviarse al laboratorio sobre bloques de hielo, si pueden llegar al laboratorio en 48 horas después de ser recogidas. Si se precisan más de 48 horas de transporte, deben enviarse congeladas con hielo seco, tomando precauciones especiales para proteger la muestra del contacto directo con el CO₂. Como alternativa, las muestras pueden enviarse con bloques de congelador que se hayan congelado a temperaturas ultrabajas (-60°C o menos) si se prevé que el transporte será de corta duración (OIE, 2015).

Muestra de tonsilas

Según IVIS (2008), en la especie porcina la tonsila palatina o amígdala se ubica en el techo de la boca, en la zona caudal del paladar blando. La amígdala está compuesta de nódulos linfoides y tejido linfoide difuso. Situada en la orofaringe (entrada a los tractos respiratorio y digestivo), esta estructura actúa como primera línea de defensa inmunológica para el organismo. En la superficie de la amígdala hay criptas profundas cuya función es parar y atrapar el material extraño que entra, de manera que presentan los antígenos ajenos ante los linfocitos de la tonsila palatina.

Debido a su ubicación y al hecho de que diversos virus y bacterias entren y persistan en la amígdala, ésta es una muestra diagnóstica excelente y esencial. Esta estructura es especialmente importante en el diagnóstico de las enfermedades causadas por los siguientes agentes en la especie porcina: *Streptococcus suis* tipo 2, *Salmonella* spp., *Bordetella bronchiseptica*, *Pasteurella multocida*, virus de la peste porcina clásica, virus de la peste porcina africana, circovirus porcino tipo 2 y virus del síndrome reproductivo y respiratorio porcino.

Materiales:

- Cuchillo de necropsias
- Tijeras romas
- Pinzas quirúrgicas
- Recipiente para muestras
- Guantes

Procedimiento:

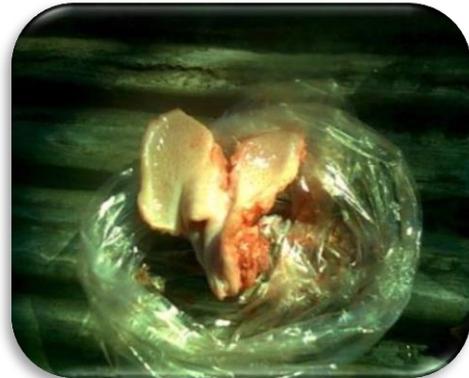
- Comenzando cerca del mentón, utilizar un cuchillo para retirar la piel caudalmente, de forma que los tejidos subyacentes de la región intermandibular y cervical proximal queden expuestos.
- Incidir con el cuchillo el tejido blando a lo largo de la zona medial de cada mandíbula. Es necesario prolongar el corte proximalmente hasta llegar a la sínfisis mandibular por cada lado. De esta forma, se liberarán las uniones de la lengua.



Fuente: Sequeira Z., 2015

- Después de dejar libres las uniones proximales de la lengua, retirar la punta de ésta caudalmente, para exponer el paladar duro y blando. La amígdala, una estructura plana y bilobulada con un septo medial prominente, está situada caudalmente al paladar blando. Cortar las uniones laterales que restringen la retracción de la lengua.
- Retirar todavía más la lengua para exponer la amígdala y la epiglotis. Obsérvese el aspecto “agujereado” de la tonsila palatina aplanada, debido a las invaginaciones del epitelio para formar criptas.
- Utilizar las tijeras para separar la amígdala de las estructuras laríngeas caudales a ella. Sujetar la parte caudal de la amígdala con las pinzas y emplear las tijeras para cortar las uniones profundas de la lengua.

- Cortar las uniones proximales de la amígdala con el paladar blando, de modo que pueda ser extraída libremente y retirarla.
- Colocar la amígdala en un recipiente para toma de muestras, refrigerar y enviar al laboratorio.



Fuente: Sequeira Z., 2015

10.2 Toma de biopsias

Recomendaciones a la hora de hacer una biopsia

- Buscar muestras que contengan las lesiones primarias del proceso, a ser posible en distintas fases de evolución.
- Tomar varias muestras (mínimo tres).
- Identificar las muestras indicando la localización anatómica.
- Adjuntar una historia clínica completa.

10.2.1 Aspiración con aguja fina

La punción y aspiración con aguja y jeringa se emplea para tomar una muestra y valorar su aspecto (purulento, serosanguinolento, fibrinopurulento) o realizar el estudio citológico o microbiológico a partir de una zona abultada (nódulo, tumor o quiste) (Ramos y Ferrer, 2007).

Materiales:

- Genérico para depilación y desinfección.
- Jeringa de 10 ml.
- Aguja calibre 22-25.
- Tubo estéril (muestra para microbiología).
- Portaobjetos para efectuar extensión (citología).

Procedimiento según Ramos y Ferrer (2007):

- Recortar el pelo o la lana de la zona y desinfectar.
- Efectuar la punción y aspiración dentro de la lesión. Antes de retirar la aguja, el émbolo de la jeringa debe estar liberado.
- Extraer el conjunto aguja-jeringa:

Si la muestra va destinada a microbiología puede remitirse directamente poniendo el capuchón a la aguja o pasando la muestra a un tubo estéril.

Si la muestra es para citología, se retira la aguja, se llena de aire la jeringa, se vuelve a colocar la aguja y se presiona el émbolo para que salga el contenido depositándolo sobre un portaobjeto. Finalmente se extiende con el borde de otro portaobjetos o por aplastamiento entre dos portaobjetos y se procede a su tinción.



Fuente: Pérez I. sf

10.3 Citología vaginal

La citología es una herramienta de diagnóstico útil en un contexto práctico, puesto que las muestras se pueden recoger inmediatamente, de forma económica y fácil. Normalmente no es necesaria la anestesia general, el tiempo de procesado es corto, y los resultados se pueden obtener en pocos minutos (Archer *et al.*, 2012).

Materiales:

- Hisopos
- Tubo 13x100
- Porta-lámina

Procedimiento:

- Se humedece la punta del hisopo con agua destilada.



Fuente: Tercero D., 2015

- Se realiza una exploración externa de la vulva y se realiza masaje.



Fuente: Tercero D., 2015

- Se introduce el hisopo mediante los labios vulvares hasta llegar a la vagina. Y se realizan movimientos circulares sobre la pared de la vagina.



Fuente: Tercero D., 2015

- Se rota el hisopo sobre un porta-objeto

limpio. Se realizan tres líneas consecutivas en el mismo porta-objeto. Se esperan unos minutos hasta que se seque la lámina.



Fuente: Tercero D., 2015



Fuente: Tercero D., 2015

- Introduce el porta-objeto en el porta-láminas.



Fuente: Tercero D., 2015



Muestras especiales



Contenido

11.1 Muestras en apicultura

11.1.1 Muestra de cría

11.1.2 Muestra para *Nosema* spp.

11.1.3 Muestra para *Varroa* spp y *Acapirosis* spp

11.1.4 Muestreo de miel

11.2 Muestras en camaronicultura

11.2.1 Muestra de agua

11.2.2 Fijación en solución Davidson

11.2.3 Toma de branquias y pleopodos

Muestras especiales

11.1 Muestras en apicultura

Hay miles de especies diferentes de abejas en el mundo, pero las dos más importantes para la apicultura son la abeja melífera occidental, *Apis mellifera*, y la abeja melífera oriental, *A. cerana*.

Las abejas, al igual que todos los animales incluido el hombre, son sensibles a las bacterias, virus y parásitos. Su resistencia a los factores adversos es mayor si se encuentran en óptimo estado sanitario y de nutrición. Los retos ambientales, entre los que cabe citar los productos químicos usados para proteger las cosechas de los insectos y la mala hierba, pueden tener efectos perjudiciales para la salud de las abejas, en particular si hospedan patógenos. (OIE, 2015).

11.1.1 Muestra de cría

El término “cría” se emplea para designar las fases de embrión o huevo, larva y pupa.

Materiales:

- Espátula
- Ahumador
- Traje de apicultura

Procedimiento según OIRSA:

- Desinfectar el cuchillo o la espátula con alcohol al 90%.

- Seleccionar el panal a muestrear.



Fuente: Tercero D., 2015

- Cortar una sección de panal, como mínimo de 10x10 cm. La sección de panal debe contener crías en diferentes estadios de desarrollo o presentando síntomas de enfermedad (color oscuro, consistencia pastosa, olor no característico, entre otros); así mismo, no debe contener miel.



Fuente: Tercero D., 2015

- Envolver completamente la sección de panal, con el papel de empaque o papel periódico, no se debe utilizar bolsa plástica o depósito hermético, por el riesgo de daño a la muestra.

Sellar con cinta adhesiva.



Fuente: Tercero D., 2015

- Etiquetar la muestra. La información debe ir escrita con lápiz de grafito, para evitar que se borre por el uso del alcohol.
- Colocar la muestra etiquetada, en la hielera junto con los acumuladores térmicos.
- Entregar la muestra al laboratorio antes de las 48 horas de tomada, cuidando de mantener la cadena de frío al movilizar la muestra; de ser necesario, la muestra de panal puede conservarse en refrigeración, con el cuidado de no mojar o humedecer la muestra.

Muestreo de abejas adultas

11.1.2 Muestra para *Nosema* spp.

Materiales

- Vaso recolector de la muestra
- Alcohol al 70%
- Ahumador

- Traje de apicultor
- Espátula
- Marcador

Procedimiento según OIRSA

- Tapar la piquera de la colmena a muestrear.
- Recolectar, con el cepillo barre abejas, las abejas pecoreadoras que se acumulen en la piquera, introduciéndolas en el frasco con alcohol al 70%, de preferencia etanol. Recolectar de unas 150 a 200 abejas. También se puede realizar pasando el frasco con alcohol alrededor de las abejas que están en la piquera, y éstas aturridas por el olor a alcohol caerán en el frasco.



Fuente: Tercero D., 2015



Fuente: Tercero D., 2015

- Cerrar el frasco con las abejas. Y etiquetar la muestra.
- Colocar la muestra etiquetada, en la hielera junto con los acumuladores térmicos.
- Entregar la muestra al laboratorio lo antes posible, de ser necesario la muestra puede conservarse en refrigeración o a temperatura ambiente.

11.1.3 Muestra para *Varroa* spp y *Acapirosis* spp

Materiales:

- Vaso recolector de la muestra
- Alcohol al 70%
- Ahumador
- Traje de apicultor
- Espátula
- Marcador

Procedimiento según OIRSA:

- Seleccionar un panal con cría abierta a punto de opercular, generalmente del centro de la cámara de cría.



Fuente: Tercero D., 2015

- Sacar el panal, sin usar excesivo humo, para evitar que las abejas nodrizas se retiren del panal.
- Recolectar las abejas, pasando el frasco con alcohol al 70% de frente al panal, haciendo que estas se aturdan por el olor y caigan en el frasco.



Fuente: Tercero D., 2015

- Repetir pasos anteriores, hasta recolectar de unas 200 a 300 abejas; las abejas deben ser obtenidas de varios panales, pero siempre de la misma colmena.
- Cerrar el frasco con las abejas y etiquetar la muestra.
- Colocar la muestra etiquetada, en la hielera junto con los acumuladores térmicos.
- Entregar la muestra al laboratorio lo antes posible, de ser necesario la muestra puede conservarse en refrigeración o a temperatura ambiente.

11.1.4 Muestreo de miel

Este muestreo tiene el objetivo de realizar el examen de residuos químicos en la miel de exportación.

Materiales:

- Gabacha
- Muestreador
- Papel toalla
- Frasco recolector con tapa de rosca
- Tapa boca
- Gorro

Procedimiento:

- a) Se debe lavar el muestreador, se seca con papel toalla.
- b) Se introduce el muestreador en el agujero del barril y se realizan movimientos verticales (introduciendo y sacando el muestreador), como mínimo en dos ocasiones, la tercera vez se saca el muestreador por completo y se deposita la miel que este contiene en el frasco/ balde en el que se recolectara la miel.



Fuente: Tercero D., 2015



Fuente: Tercero D., 2015



Fuente: Tercero D., 2015

- c) Entre cada barril se debe lavar el muestreador.
- d) Una vez muestreados todos los barriles, se homogeniza la miel y se llenan los frascos pequeños que deberán ser enviados al laboratorio.



Fuente: Tercero D., 2015

11.2 Muestras en camaronicultura

11.2.1 Muestra de agua

Según el Centro Agroempresarial y Minero Bolívar, 2010, el muestreo de agua es una actividad dirigida a la recolección de una pequeña porción de ésta, que represente exactamente la calidad de la masa de agua en el lugar y en el momento de obtención de la muestra.

Se pueden obtener muestras de un cuerpo de agua, de un sistema de distribución a través de chorro, tanque o pozo; a la que se le analizarán parámetros físico, químico, trazas de metales, plaguicidas y bacteriológico de interés.

Aunque se considera una actividad sencilla, la exigencia del personal entrenado, debe ser rigurosamente observada en el proceso

de muestreo a fin de garantizar la representatividad de las muestras de agua a ser remitidas al laboratorio para sus respectivos análisis.

La buena elección del sitio y frecuencia de muestreo, la identificación de los parámetros a cuantificar, así como la manera de ejecutar el muestreo, es el inicio de una buena evaluación, que generará resultados confiables que podrán ser utilizados con toda confianza en la evaluación del estudio situacional del cuerpo de agua.

La vigilancia de la calidad del agua es fundamental para reducir los riesgos de transmisión de enfermedades a la población por su consumo, y las producidas por contaminantes tóxicos.

12.2.1.1 Recipientes

Los frascos pueden ser de vidrio o plástico polietileno, y se utilizan de acuerdo con la naturaleza de la muestra y sus componentes. Los recipientes de vidrio son inconvenientes para el análisis de metales trazas; el vidrio libera silicio y sodio, a su vez pueden adsorber trazas de metales contenidas en la muestra. Por otra parte los recipientes de plástico (excepto los teflonados) deben descartarse para muestras que contengan compuestos orgánicos, estos materiales liberan sustancias de plástico (por ejemplo ésteres de ftalato del plástico) y a su vez disuelven algunos compuestos orgánicos.

Usar de vidrio para todos los análisis de compuestos orgánicos volátiles, semivolátiles, plaguicidas, aceites y grasas.

En general los recipientes para muestras deben ser elegidos con base en tres consideraciones principales:

El material del recipiente puede causar contaminación en las muestras. Por ejemplo, el sodio y sílice pueden lixiviarse de vidrio y las sustancias orgánicas del plástico. Las sustancias a determinar pueden ser absorbidas por las paredes del recipiente. Por ejemplo, trazas metálicas por los procesos de cambio de iones en superficies de vidrio. Los constituyentes de la muestra pueden reaccionar con el recipiente. Por ejemplo, el fluoruro puede reaccionar con el vidrio.

Por regla general deben usarse botellas de vidrio cuando van a determinarse compuestos orgánicos y de polietileno para las sustancias que sean constituyentes mayores del vidrio, como el sodio, potasio y sílice.

12.2.1.2. Tipos de muestras

a. Muestras simples

Cuando la composición de una fuente es relativamente constante a través de un tiempo prolongado a lo largo de estancias sustanciales en todas direcciones tal como el agua de suministro. Estas muestras son tomadas en una sola vez y en un solo sitio de muestreo.

b. Muestras compuestas

Se refiere a la mezcla de varias muestras individuales colectadas en diferentes sitios del cuerpo de agua que se trate (presa, lago, etc.), o en un solo sitio con intervalos de tiempo definidos previamente (tomas domiciliarias, pozos). La mayor parte de las muestras compuestas en el tiempo se emplean para observar concentraciones

promedio usadas para calcular las respectivas cargas o la eficiencia de una planta de tratamiento de aguas. Se considera estándar para la mayoría de las determinaciones una muestra compuesta que representa un período de 24 horas.

No se debe utilizar muestras compuestas para determinar componentes o características sujetas a cambios significativos durante el almacenamiento; sino hacer tales determinaciones en muestras individuales lo más pronto posible después de la toma y preferiblemente en el sitio de muestreo.

Ejemplo de este tipo de determinaciones son: gases disueltos, cloro residual, sulfuros solubles, pH y temperatura. Los cambios en estos componentes pueden producir cambios secundarios en compuestos inorgánicos como: Hierro, manganeso, alcalinidad o dureza.

12.2.1.3. Métodos de muestreo

a. Muestreo manual

Generalmente las muestras obtenidas manualmente se aplican para breves periodos de tiempo y están representadas por las muestras simples. Existen equipos para muestreo manual que pueden adaptarse a las condiciones y necesidades de los diferentes tipos de puntos de muestreo. El equipo debe estar fabricado a partir de materiales inertes que no afecten la composición del agua obtenida, fácil de limpiar y además fácil de transferir el contenido muestreado al envase.

b. Muestreo automático

Este tipo de muestreo se realiza por medio de un equipo de bombeo que succiona el agua y la deposita automáticamente en uno

o varios envases. Este equipo puede ser programado para obtener muestras de agua a diferentes intervalos de tiempo y diferentes volúmenes de agua. Por su delicadeza, siempre es necesario brindar un buen mantenimiento, en especial en lo que respecta a la batería o acumulador de energía.



Fotografía 36. Equipo para toma de muestra de agua
Fuente: Centro Agroempresarial y Minero Bolívar, 2010

12.2.1.4. Procedimiento de toma de muestras

a. Pozos de agua

Extraer la muestra de agua sólo después que el pozo ha sido bombeado por lo menos durante 15 minutos para asegurar que la muestra representa la calidad de la fuente de agua subterránea.

b. Ríos y arroyos

Cuando se toman muestras de un río o un arroyo, los valores analíticos pueden variar con la profundidad, el caudal del arroyo y por la distancia a las orillas. Los cuidados a tener en cuenta en estos casos son:



Toma de agua en río
Fuente: Centro Agroempresarial y Minero Bolívar, 2010

- La muestra para que sea representativa debe ser recolectada a la mitad del área del flujo, independientemente de la modalidad del muestreo.
- Seleccionar el punto de muestreo cercano a una estación de aforo para relacionar el caudal del río con la muestra de agua.
- En el caso de puntos de muestreo situados en las proximidades de confluencias y descargas, los puntos de muestreo deberán estar ubicados a una distancia tal en que ambas aguas estén uniformemente mezcladas.
- En los lugares en donde no se puede ingresar a pie, aprovechar los puentes en cursos de agua de alta montaña y botes en ríos caudalosos.
- En el caso de que se tomen muestras individuales, éstas deben tomarse preferentemente a media corriente y a profundidad media.
- Es una buena práctica que los frascos sean llenados con la muestra hasta un nivel determinado, de modo de dejar un espacio con aire de más o menos el 1% de la capacidad total del recipiente para

determinar la expansión térmica y la mezcla de la muestra previo al análisis.

12.2.1.5. Preservación de la muestra

- Protección contra la incidencia de la luz solar
- Adición de preservantes químicos
- Disminución de la temperatura para retardar las reacciones
- Congelación de la muestra, etc.

Las técnicas de preservación solamente retardan los cambios químicos y biológicos que sobrevienen inevitablemente al remover la muestra de la fuente original.

Ciertos cationes están sujetos a pérdidas por adsorción o intercambio iónico por parte de las paredes del recipiente. Estos incluyen el aluminio, cadmio, cromo, cobre, hierro, plomo, manganeso, platas, zinc, etc., los cuales son mejor preservados por la adición de ácido nítrico hasta lograr un pH menor de 2.0 con lo que se logra minimizar la precipitación y adsorción en las paredes del recipiente.

La temperatura tiende a cambiar rápidamente afectando al pH significativamente en cuestión de minutos, así como a los gases disueltos que pueden perderse (oxígeno, dióxido de carbono). Por ello, las determinaciones de temperatura y gases disueltos deben realizarse en el campo.

12.2.1.6. Transporte

El tiempo de entrega de las muestras al laboratorio no deberá de exceder de 24 horas.

Adicionalmente se debe cuidar que los envases estén perfectamente cerrados para

evitar pérdida de muestra y mantener los recipientes con bastante hielo a una temperatura de 4°C, durante el tiempo que dure su traslado hasta el laboratorio.



Envases para muestras de agua
Fuente: Centro Agroempresarial y
Minero Bolívar, 2010

El transporte de los envases puede hacerse en hileras o en cajas de madera cubiertas interiormente por un material aislante y que contiene hielo en su interior. El material aislante permite mantener las muestras a temperaturas durante el tiempo de almacenamiento.

Normas de seguridad

Las personas que recojan y manejen las muestras no deberán trabajar solas y deben tomar todas las precauciones de seguridad necesarias para la prevención de daños físicos y enfermedades, las cuales podrían resultar de las actividades de muestreo, ingestión o invasión de agentes infecciosos, inhalación o absorción de sustancias corrosivas o tóxicas, a través del contacto con la piel o asfixia. El equipo de personas de muestreo debe saber nadar y trepar las orillas de los ríos.

Cuadro 20. Procedimiento de toma de agua, de acuerdo a análisis a solicitar

Análisis fisicoquímico	Análisis de metales	Análisis bacteriológico
Frasco de Vidrio.	Frasco de Plástico.	Retirar del chorro cualquier suciedad que pueda existir.
Enjuagar el frasco por lo menos tres veces con la muestra.	Enjuagar el frasco por lo menos tres veces con la muestra.	Abrir el chorro por dos minutos para que corra el agua. Cerrar el chorro, esterilizarlo tomando un pedazo de algodón empapado de alcohol, sosteniéndolo con una pinza; o utilizando un encendedor o mechero.
En muestras simples: Tomar porciones individuales del cuerpo de agua en estudio en frascos de boca ancha, y tapar inmediatamente. En muestras compuestas: Tomar porciones individuales del cuerpo de agua en estudio en frascos de boca ancha (en algunos casos cada media hora o incluso cada 5 minutos) y mezclarlas al final del período del muestreo o combinarlas en un solo frasco al momento de tomarlas y tapar inmediatamente.	En muestras simples: Tomar porciones individuales del cuerpo de agua en estudio en frascos de boca ancha. En muestras compuestas: Tomar porciones individuales del cuerpo de agua en estudio en frascos de boca ancha(en algunos casos cada media hora o incluso cada 5 minutos) y mezclarlas al final del período del muestreo o combinarlas en un solo frasco al momento de tomarlas. En ambas: Inmediatamente adicionar 1ml/l de ácido nítrico, de tal manera que todas las porciones de la composición sean preservadas tan pronto como se recolectan y tapar inmediatamente.	Abrir el chorro que fluya el agua, de uno a dos minutos, disminuir el volumen del agua. Abrir el frasco esterilizado, desamarrar el cordón que ajusta la cubierta protectora de papel y desenroscar el tapón. La tapa protectora se toma con la mano izquierda hacia abajo, poner el frasco bajo el chorro con la mano derecha, y se llena el frasco, dejando un breve espacio libre. Colocar el tapón y la cubierta protectora al frasco.
Conservación: menos de 10°C	Conservación: menos de 10°C	Conservación: menos de 10°C
Tiempo de toma hasta entrega al laboratorio 48 horas	Tiempo de toma hasta entrega al laboratorio 48 horas	Tiempo de toma hasta entrega al laboratorio 24 horas
Cantidad 2.5 a 3 litros	Cantidad 2.5 a 3 litros	500 ml

(Centro Agroempresarial y Minero Bolívar, 2010)

Cuadro 20. Conservantes de muestras de agua

	Acción	Aplicable a
HgCl₂	Inhibidor bacteriano	Formas nitrogenadas, formas fosfóricas
Acido (HNO₃)	Solvente metálico, previene la precipitación	Metales
Acido (H₂SO₄)	Inhibidor bacteriano	Muestras orgánicas (DQO, aceite y grasa) Nitrógeno, formas fosfórica
Formación de sal con bases Amoniaco, aminas orgánicas		
Acido(NaOH)	Formación de sal con compuestos volátiles	Cianuros , ácidos orgánicos
Refrigeración	Inhibidor bacteriano retrasa las tasas de reacción química	Acidez alcalinidad, materiales orgánicos, DBO, color nitrógeno orgánico, carbono, etc, organismos biológicos (coliforme, etc.)

(Centro Agroempresarial y Minero Bolívar, 2010)

Cuadro 21. Requisitos para toma de muestras para análisis químicos y bacteriológicos

Parámetro	Tipo de Frasco	Cantidad Mínima de Muestra (ml)	Preservación	Tiempo Máximo de Almacenaje
Alcalinidad	P, V	200	Refrigerar a 4°C	48 horas
Bacterias heterotróficas	P, V	250	Refrigerar a 4°C	24 horas
Cloro residual	P, V	100	Refrigerar a 4°C	30 min.
Cloruros	P, V	200	No requiere	28 días
Coliformes fecal	V	250	Refrigerar a 4°C	24 horas
Coliformes total	V	250	Refrigerar a 4°C	24 horas
Color	P, V	50	Refrigerar a 4°C	48 horas
Conductividad	P, V	50	Refrigerar a 4°C	28 días
DBO	P, V	1000	Refrigerar a 4°C	24-30 horas
DQO	P, V	100	Refrigerar a 4°C, pH<2 Agregar ac. Sulfúrico 1ml/l	7 días
Dureza	P, V	200	Refrigerar a 4°C	28 días
Escherichia	V	250	Refrigerar a 4°C	24 horas
Fluoruros	P	100	Refrigerar a 4°C	28 días
Metales	P	1000	Refrigerar a 4°C, pH<2 Agregar Ac. Nítrico c1ml/l	30 días
Nitrógeno amoniacal	P, V	200	Refrigerar a 4°C, pH<2 Agregar ac. Sulfúrico 1ml/l	48 horas

(Centro Agroempresarial y Minero Bolívar, 2010)

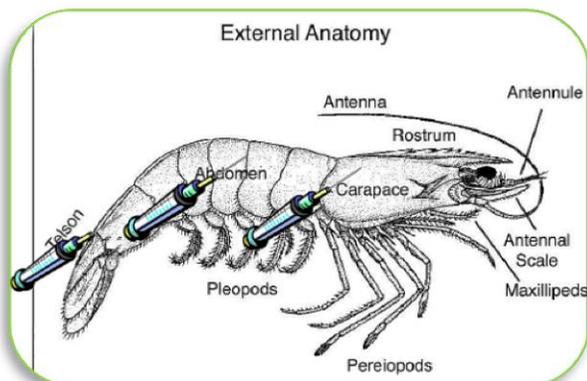
11.2.2 Fijación en solución Davidson

Materiales:

- Solución Davidson en un frasco con tapa de rosca (Proporcionado por el laboratorio)
- Jeringa
- Guantes

Procedimiento según el Comité Estatal de Sanidad Acuícola de Sinaloa (CESASIN, 2003):

- a) Se pesa el organismo que va a ser fijado para saber la cantidad de solución Davidson que deberá ser aplicada.
- b) Para la fijación de organismos juveniles y adultos, inclusive postlarvas grandes, se deberá iniciar con la zona del Hepatopáncreas, el cual es uno de los tejidos de más tendencia a autolizarse, debido a su alta actividad enzimática.
- c) Posteriormente se continúa con los segmentos abdominales, abarcando ambos costados del organismo. El volumen inyectado deberá ser del 5 al 10% del peso corporal.



Fuente. CESASIN, 2003

Después de aplicar la solución, el organismo es seccionado por la parte ventral a trozarlo en dos secciones utilizando una navaja de disección.

- d) El organismo es sumergido en volumen fijador 10 veces mayor del volumen corporal.



Fuente: Tercero D., 2015

- e) Los camarones ya fijados deberán durar de 24 a 72 horas, dependiendo del tamaño del organismo. Posteriormente se deberán cambiar a alcohol al 70% en el cual podrán almacenarse por periodos largos.



Fuente: Tercero D., 2015

- f) En caso de larvas y postlarvas (hasta PL18 inyectar lentamente sólo el HP con jeringa de insulina) son sumergidas en el fijador, las cuales deberán permanecer de 12 a 24 horas. Posteriormente se cambian a alcohol al 70% para su almacenamiento.
- g) Es importante realizar las observaciones de las condiciones del camarón ya que puede resultar útil para determinar la fuente y causa del problema.



Fuente. Martínez B., 2006

- Se extraen los pleópodos de los camarones.

11.2.3 Toma de branquias y pleópodos

Esta muestra se envía cuando se solicitan exámenes de PCR para la detección de ADN de:

- Enfermedad de la cabeza amarilla
- Enfermedad de las manchas blancas
- Mionecrosis infecciosa
- Necrosis hipodérmica y hematopoyética infecciosa
- Síndrome de Taura



Fuente. Martínez B., 2006

- Las muestras se fijan en etanol al 96 %.

Materiales:

- Tijeras
- Pinzas
- Guantes
- Tubos cónicos

Procedimiento:

- Se extraen las branquias del camarón.



Fuente: Tercero D., 2015



Muestras para determinar intoxicaciones alimentarias



Contenido

12.1 Muestras de alimentos

12.1.1 Concentrado

12.1.2 Pasto

12.1.3 Bodega de alimentos

12.2 Muestras en animales

Capítulo XII

Muestras para determinar intoxicaciones alimentarias

A menudo ocurre que los dueños de los animales que presentan síntomas inespecíficos, sospechan que sus animales han sido envenenados, y pueden desear hacer un análisis toxicológico antes de entablar procedimientos legales contra alguna persona, a la que crean responsable.

Se rotula cada recipiente para que se pueda identificar su contenido y proporcionar todos los detalles del caso anteriormente mencionados, teniendo cuidado para exponer:

1. La naturaleza de la muestra que se ha remitido
2. Qué muestras contienen conservadores y cuáles son éstos
3. Detalles de cualquier medicación reciente, y
4. Los análisis que se solicitan con precisión

Cualquier frasco que contenga líquido debe estar cerrado herméticamente para evitar su derramamiento.

Para proporcionar protección y para absorber cualquier derramamiento que pueda ocurrir, los recipientes se deben poner dentro de un recipiente o caja de metal, cartón o plástico, (ejemplo, recipientes de aluminio, metal Box, cajas con tapón de roscas postales, Eles Walker; muestras y portaobjetos postales “Lancer”, Sherwood), tan cerca del centro

como sea posible y se rodea por todos lados con algodón, guata de celulosa, virutas de lana o papel periódico. Alternativamente se puede emplear una caja de poli-estireno para contener los frascos que contienen la muestra.

El recipiente exterior debe llevar el formato de remisión de muestras, indicando los exámenes requeridos en un sobre preferiblemente unido a él con una cinta adhesiva. Después se envuelve en un papel pardo, se rotula y se envía.

Si fuera necesario enviar las muestras refrigeradas, los frascos que contienen la muestra empaquetados dentro de una bolsa de polietileno se deben colocar dentro de una gran caja de metal (capaz de cerrar herméticamente) y se rodea con trozos de hielo. Este recipiente exterior, herméticamente cerrado, se debe colocar entonces dentro de una caja que contiene material absorbente (para enjuagar cualquier residuo de agua que se pueda derramar).

12.1 Muestras de alimentos

12.1.1 Concentrado

Muestras de granos, concentrados y premezclas según Podetti. (2010)

a. A granel

- Asegurar el correcto mezclado previo al muestreo.
- Tome 15 submuestras de distintos lugares (esquinas, centro, superficial y a profundidad).

b. Muestras de comederos

- Tomar 15 submuestras (puñados) de varios sectores del comedero inmediatamente luego de la distribución del alimento.
- No tomar las muestras del fondo del comedero. No tomar muestras de la capa superior si el material ha pasado más de media hora en el comedero.

c. Muestras de mixer

- Tomar 10 a 15 submuestras de varios sectores: arriba y abajo; cerca y lejos del lugar de descarga.

12.1.1.1. Transporte de muestras

- Mezclar bien todas las submuestras y seleccionar una muestra final de 1,5 kg.
- Colocar la muestra en doble bolsa de polietileno. Comprimir la muestra, sacar bien el aire y cerrar herméticamente.
- Colocar la hoja de identificación entre ambas bolsas.
- Las muestras secas deben mantenerse en lugar fresco hasta el momento del envío.



Fuente: Tercero D., 2015

12.1.2 Pasto

Procedimiento según Podetti. (2010)

a. Toma de muestras y cantidades a remitir de pasturas y verdeos

- Tomar al menos 15 submuestras al azar: recorrer el lote en zig-zag y tomar las muestras a intervalos regulares (por ejemplo cada 20 - 30 pasos).
- Altura de corte: debe ser lo que estimamos que el animal come.

b. Muestras de silo

b.1. Material a ensilar

- Muestrear mientras se va llenando el silo. Tomar 4 a 5 puñados de cada segundo carro de cada potrero.

b.2. Silo

- Tenga en cuenta que el silo debe estar estabilizado (3 a 4 semanas después de cerrado).
- Tomar 10 a 15 submuestras (puñados) de distintos lugares de la cara del silo y nunca a menos de 30 cm de la superficie visible.

c. Muestras de henos

- Elegir al azar 10 rollos o fardos (si son más de 15, sumar una muestra cada 50 fardos o 10 rollos).
- Tomar 2 submuestras (manojos grandes) de distintos lugares de cada fardo o rollo. No incluir los 5-10 cm superficiales.

12.1.2.1. Transporte

Las muestras húmedas como son los silos, verdes, pasturas, o las dietas totalmente mezcladas (TMR, siglas en inglés), deben ser enviadas inmediatamente con refrigerante en caja de telgopor. Si el envío no puede ser inmediato, la muestra se debe colocar en heladera (hasta 4 hrs.) o congelar indefinidamente hasta el momento del envío.

12.1.3 Bodega de alimentos

Según Scharlab, es cada vez más frecuente que dentro de las normativas de control de calidad se incluya un control microbiológico ambiental y de superficies y se hace prácticamente imprescindible en actividades

relacionadas con productos destinados a sanidad o alimentación.

Para llevar a cabo este análisis debemos establecer previamente:

- El método de muestreo que se va a utilizar
- Los microorganismos que se desean aislar y cuantificar
- Los lugares de muestreo
- La posición del muestreador
- Número de muestras en cada punto
- Frecuencia de los muestreos

Si un patógeno se encuentra en ambiente, hay un 80% de probabilidad de que pueda afectar a la población animal que se encuentra en las instalaciones.

Cuadro 22. Métodos de muestreo según superficie

Método de muestreo	Superficies a muestrear
Método del hisopado	Se utiliza para superficies inertes regulares e irregulares, tales como tabla de picar, bandejas, mesas de trabajo, utensilios, cuchillas de equipos, pisos, paredes y otros.
Método de la esponja	Se utiliza preferentemente para muestrear superficies de mayor área.
Método del enjuague	Se utiliza para superficies vivas (manos) y para objetos pequeños o para el muestreo de superficies interiores de envases, botellas, bolsas de plástico, etc.

(Scharlab, sf)

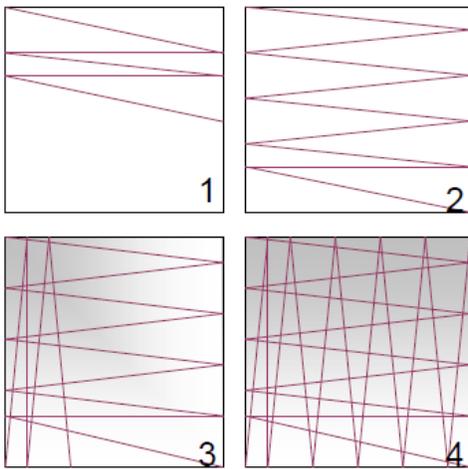
a. Hisopado en superficies planas

Materiales:

- Hisopos estériles
- Medio de transporte
- Guantes

Procedimiento según Scharlab:

- Se debe frotar el hisopo sobre la superficie a evaluar de la siguiente manera



Fuente: Scharlab, sf

b. Método de la esponja

Materiales:

- Esponjas de celulosa/poliuretano libre de biocidas/ Estériles
- Buffer Neutralizante

Procedimiento:

- Humedecer la esponja con 10mL del Buffer apropiado
- Manejar asépticamente la esponja con guantes estériles

- Muestrear la superficie



Fuente: 3M, sf

- Regresar la esponja a la bolsa y transportar al laboratorio



Fuente: 3M, sf

c. Métodos por exposición de placas

Según Scharlab este es el método más rudimentario para la medición de microorganismos en el ambiente. Consiste en la exposición de placas de Petri al ambiente durante un cierto tiempo.

Este método tiene la ventaja de que se puede realizar en todas las condiciones habituales de trabajo y en tiempo real, es el más económico y requiere muy poco tiempo de dedicación.

El resultado ha de expresarse como: UFC (unidades formadoras de colonias)/cm²/hora (no puede referirse a un volumen de aire, por lo que los resultados no pueden ser cuantitativos, pero si comparativos).

Los tiempos de exposición no deben ser extremadamente largos para evitar que se reseque la superficie de la placa.

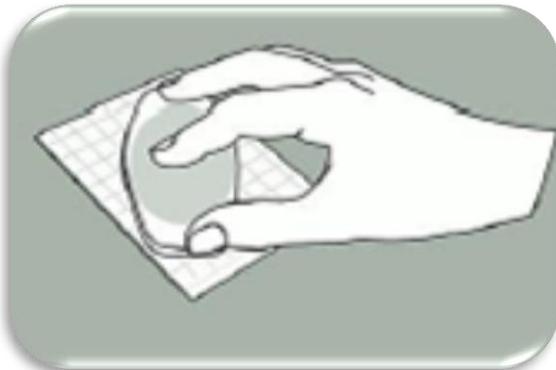
c.1. Uso de Petrifilm

Materiales:

- Petrifilm
- Solución salina estéril

Procedimiento según 3M:

- Hidratar placas con 1ml de diluyente y refrigerar al menos 2 horas.
- Exponer las placas al aire no más de 15 minutos.



Fuente: 3M, sf



Fuente: 3M, sf

12.2 Muestras en animales

Las muestras de animales vivos que se requieren generalmente son sangre, orina, heces y vómitos, y de animales muertos, sangre, orina, el contenido de su estómago e intestinos y porciones del hígado y riñones (Ver secciones anteriores para consultar la toma de estas muestras).

Las muestras se conservan mejor en un congelador o frigorífico, si existe un retraso inevitable para enviarlas al laboratorio.

Cada tipo de muestra o tejido, se debe colocar en un recipiente separado preferiblemente en frascos de vidrio o polietileno de tapón de rosca, (nunca de metal), aunque los órganos se pueden enviar dentro de una bolsa de polietileno. Los frascos que tienen los tapones revestidos de goma en su interior, no se deben emplear puesto que la goma puede contener compuestos químicos que pueden interferir con el análisis.



Apéndices

1. Métodos de sujeción

2. Materiales para la toma de muestra

3. Datos que proporcionan los exámenes de laboratorio

Apéndice 1. Métodos de sujeción

Métodos de inmovilización según Latimer (2005)

No existe un método de contención que sea igualmente eficaz en todos los casos, ya que cada animal reaccionara de manera diferente a los distintos métodos. Los animales bien entrenados pueden dar facilidades para manejarlos y examinarlos. Otros pueden ser violentos o aprensivos hacia el clínico (incluso si se les examina en su propio entorno), aparecen hiper-excitados en un entorno clínico, u a veces su manejo puede ser muy peligroso por las lesiones que puedan producir. Por tanto, es conveniente disponer de medios de inmovilización para conseguir el efecto deseado.

a. Inmovilización del perro

El mordisco de un perro puede ser muy grave, por eso que hay que tomar las precauciones oportunas para evitar las lesiones. El tipo de inmovilización necesaria variara en función de:

- El carácter del animal
- La proximidad del veterinario al animal
- El entorno
- El grado de incomodidad producido por la exploración

Antes de manipular al perro hay que intentar ganarse su confianza. Nos acercamos al perro lentamente por un por un lado, llamándole por su nombre y hablándole continuamente de forma amistosa con un tono bajo, suave y pausado. Acercaremos el dorso de la mano hacia su nariz para que la pueda oler. Si no se percibe una tendencia agresiva, el veterinario podrá acariciarle la cabeza y rasarle la

espalda para que se relaje antes de la exploración. No se debe ofrecer la mano a un perro que esté nervioso; si éste es el caso, el clínico debe sentarse al lado del perro y hablarle de forma tranquilizadora hasta que se relaje y se le acerque. Si se percibe que el animal es agresivo o el dueño avisa que el perro puede morder hay que tomar las medidas de inmovilización pertinentes.

Métodos de sujeción del perro



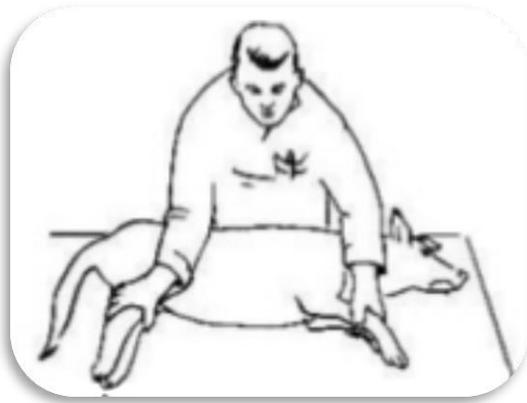
Fotografía 37. Sujeción del perro en estación

Fuente: Gallego J., 2011

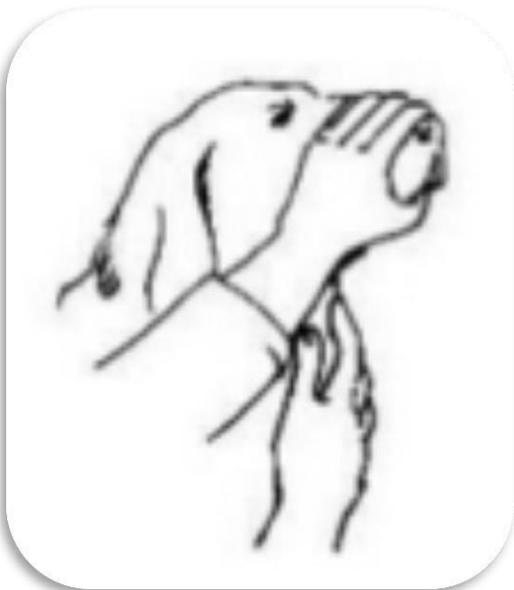


Fotografía 38. Sujeción del perro

Fuente: Gallego J., 2011



Fotografía 39. Sujeción del perro en decúbito lateral
Fuente: Gallego J., 2011



Fotografía 40. Bozal en perros
Fuente: Gallego J., 2011

Si los cachorros han sido socializados adecuadamente, disfrutarán con el contacto humano y no tendrán miedo a las personas.



Fotografía 41. Sujeción en cachorros
Fuente: Gallego J., 2011

b. Inmovilización del gato

De todos los animales domésticos, el gato es el más impredecible y el más difícil de manejar. Los gatos se defienden arañando y mordiendo. Poseen garras retráctiles que pueden producir heridas graves o incapacitantes.

Manejo e inmovilización de los cachorros

La mayoría de los cachorros se manejan con facilidad colocando una mano debajo del abdomen y del tórax para darles apoyo, y sujetándolos cerca del cuerpo.



Fotografía 42. Gato con la cara cubierta
Fuente: Gallego J., 2011



Fotografía 43. Sujeción del gato
Fuente: Gallego J., 2011

c. Inmovilización de las ovejas

Las ovejas son uno de los animales domésticos más fáciles de inmovilizar para realizar una exploración clínica, ya que no muerden, ni asestan golpes. Para mover grupos de ovejas en la granja se utilizan perros ovejeros bien entrenados. Las ovejas adultas y los carneros pueden colocarse sobre las caderas para explorar el abdomen y el aparato reproductor, de la siguiente manera:

- Se agarra al animal del cuello y de la

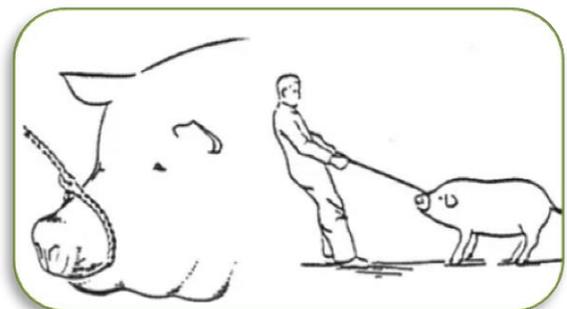
grupa desde el lado izquierdo

- El auxiliar coloca su rodilla derecha sobre el flanco izquierdo del animal y agarra el flanco derecho con la mano derecha
- A continuación, se gira la cabeza y cuello del animal hacia la derecha con la mano izquierda
- Al mismo tiempo, el mozo presiona con la rodilla el flanco derecho, dándole la vuelta al animal y rumbándolo (Ver Fotografía 49).

d. Manejo e inmovilización de los cerdos

Para evitar que los lechones lactantes y los recién destetados chillen hay que sujetarlos por las extremidades posteriores, manteniendo la cabeza hacia abajo.

Los cerdos destetados y en crecimiento pueden inmovilizarse manteniéndolos en decúbito lateral y agarrando firmemente la extremidad anterior mientras se mantiene flexionada y ligeramente aducida. Los cerdos en crecimiento y en fase de engorde pueden ser inmovilizados con una cuerda. Se les coloca un lazo sobre la jeta y el extremo libre de la cuerda se pasa alrededor de la extremidad posterior por encima del tarso en un medio lazo y se tira de ella, acercando así la jeta al tarso y haciendo que el cerdo pierda el equilibrio.



Fotografía 44. Lazo con agarradero
Fuente: Razas porcinas, 2015

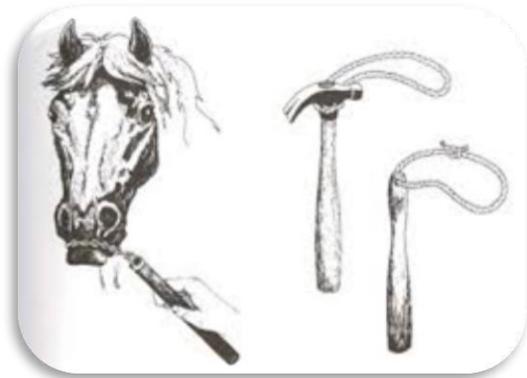


Fotografía 45. Sujeción de cerdos 20kg
Fuente: Razas porcinas, 2015



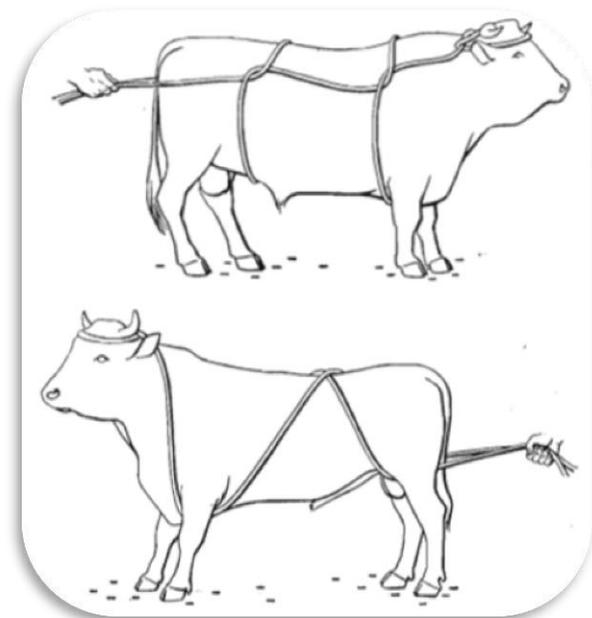
Fotografía 46. Sujeción del cerdo 45kg
Fuente: Razas porcinas, 2015

Métodos de sujeción en equinos



Fotografía 47. Sujeción del equino con acial
Fuente: Haynes, 1985

Métodos de sujeción en bovinos



Fotografía 48. Derribo del bovino
Fuente: Carpio F., 1954



Fotografía 49. Derribo del ternero
Fuente: Gudiño R., sf



Fotografía 50. Maneo de terneros
Fuente: Gudiño R., sf

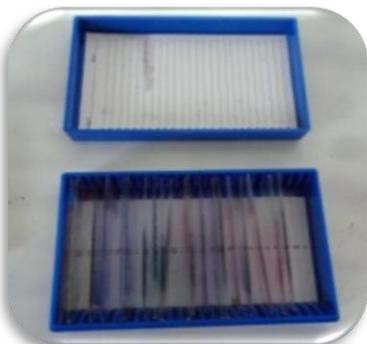
Apéndice 2. Materiales para la toma de muestra



Fotografía 51. Aguja Vacutainer
Fuente: Tercero D., 2015



Fotografía 52. Hoja de bisturí
Fuente: Tercero D., 2015



Fotografía 53. Caja para transporte de láminas
Fuente: Tercero D., 2015



Fotografía 54. Capilares
Fuente: Tercero D., 2015



Fotografía 55. Depresor de lengua
Fuente: Tercero D., 2015



Fotografía 56. Cubre objetos
Fuente: Tercero D., 2015



Fotografía 57. Desecho de objetos punzantes
Fuente: Tercero D., 2015



Fotografía 58. Especulo vaginal
Fuente: Tercero D., 2015



Fotografía 59. Gradilla
Fuente: Tercero D., 2015



Fotografía 60. Hisopos
Fuente: Tercero D., 2015



Fotografía 61. Holder
Fuente: Tercero D., 2015



Fotografía 62. Scalp
Fuente: Tercero D., 2015



Fotografía 63. Placa de Petri
Fuente: Tercero D., 2015



Fotografía 66. Sellador de capilares
Fuente: Tercero D., 2015



Fotografía 64. Papel filtro
Fuente: Tercero D., 2015



Fotografía 67. Termo
Fuente: Tercero D., 2015



Fotografía 65. Porta- láminas
Fuente: Tercero D., 2015



Fotografía 68. Torniquete
Fuente: Tercero D., 2015



Fotografía 69. Tubos vacutainer
Fuente: Tercero D., 2015



Fotografía 72. Vaso recolector de orina
Fuente: Vacuette, sf



Fotografía 70. Tubos con
tapa de rosca
Fuente: Tercero D., 2015



Fotografía 73. Vaso
recolector de orina
Fuente: Tercero D., 2015



Fotografía 71. Vaso
recolector de heces
Fuente: Tercero D., 2015

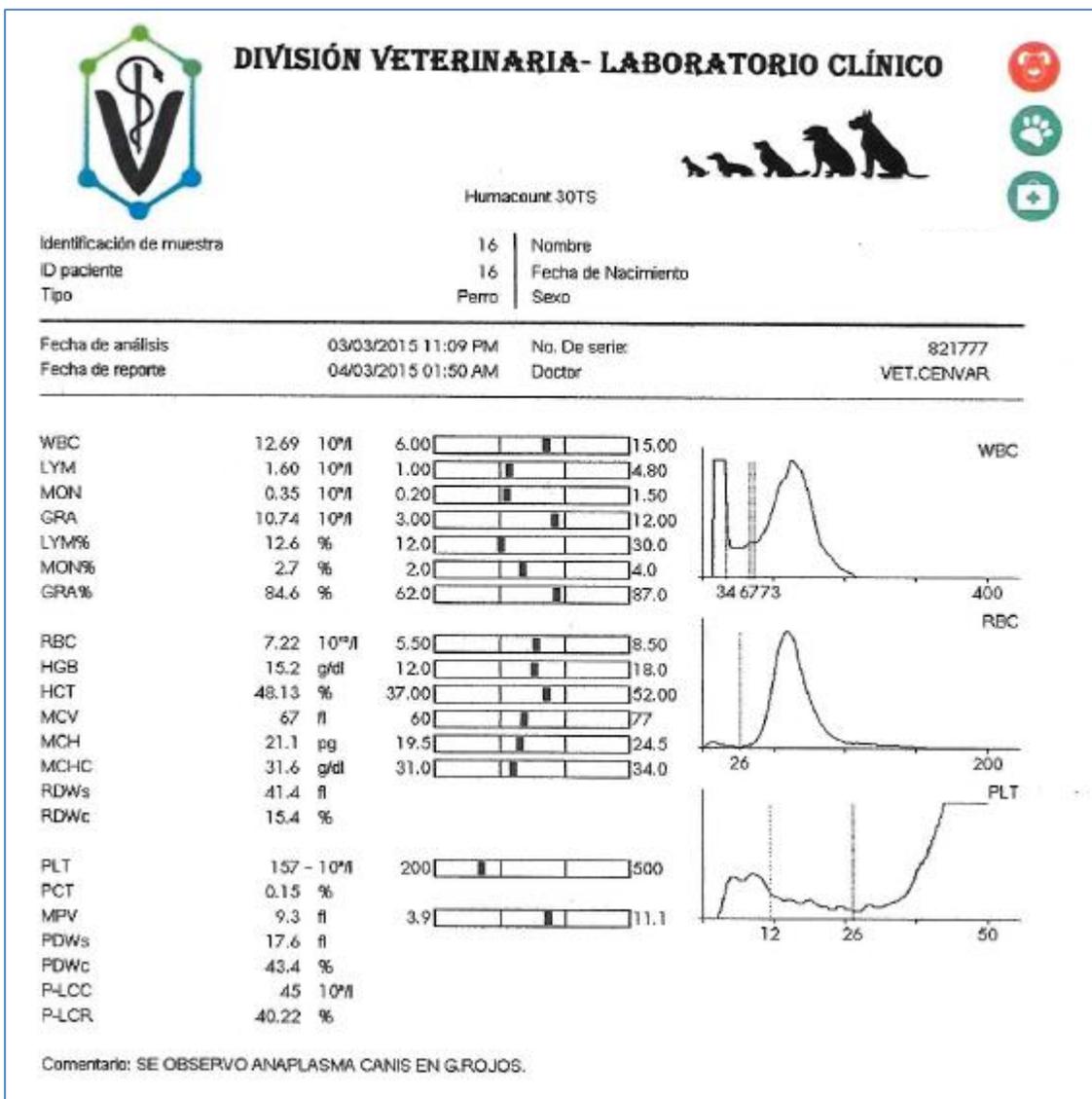
Apéndice 3. Datos que proporcionan los resultados de exámenes de laboratorio

a. Resultados de Biometría Hemática Completa

 		
PACIENTE:	SEXO:	
FECHA:	EDAD:	
ESPECIE:	RAZA:	
HEMATOLOGIA		
<u>EXAMEN</u>	<u>RESULTADOS</u>	<u>VALORES DE REFERENCIA</u>
LEUCOCITOS	24.650 x mm ³	6,000 - 12,000
HEMATOCRITO	31.0 %	Cachorros 22,2-42,0 Adultos 37,0-55,0
HEMOGLOBINA	10.3 gr/dl	Cachorros 7,4-14,9 Adultos 12,0-18,0
ERITROCITOS	3,255.000 mm ³	Cachorros 3,300-6,300 Adultos 5,500-8,500
DIFERENCIAL		
Segmentados	75 %	60.0 - 77.0
Linfocitos	20 %	12.0 - 30.0
Monocitos	05 %	3,0 - 10,0
Eosinofilos	00 %	2.0 - 10.0
Basofilos	00 %	0,0 - 1,0
Banda	00 %	0,0 - 1,0
PLAQUETAS:	64.000 mm ³	200,000 - 500.000
HEMOPARÁSITOS:	<i>No se observó hemoparásito en sangre periférica</i>	

Fuente. Laboratorio Clínico División Veterinaria, 2015

b. Resultados de un Hemograma



Fuente. Laboratorio Clínico División Veterinaria, 2015

c. Resultados de un Examen General de Orina



DIVISION VETERINARIA



**Dynamic
People Group**
División Veterinaria

PACIENTE: _____ SEXO: _____
 FECHA: _____ EDAD: _____
 RAZA: _____ ESPECIE _____

EXAMEN GENERAL DE ORINA

<u>EXAMEN FISICO</u>	<u>EXAMEN MICROSCOPICO</u>
Color <i>Ambar</i>	Células Epiteliales: <i>4-5 x Campo</i>
Aspecto <i>Turbio</i>	Leucocitos: <i>3-4 x Campo</i>
Sedimento <i>Abundante</i>	Eritrocitos: <i>5-6 x Campo</i>
Densidad <i>1030</i>	Bacterias <i>Regular cantidad</i>
<u>EXAMEN QUIMICO</u>	
Proteinas <i>++</i>	Célula renales <i>Escasas</i>
Hemoglobina <i>Negativo</i>	Levaduras <i>No se observó</i>
Cetonas <i>Negativo</i>	Cristales <i>No se observó</i>
PH <i>6.0</i>	Lc. Agrupados <i>No se observó</i>
Urobilinogeno <i>Negativo</i>	
Glucosa <i>Negativo</i>	
Bilirubinas <i>Negativo</i>	
Nitritos <i>Negativo</i>	
Leucocitos <i>Negativo</i>	

Nota:



Dr. Omar Alvarado Reyes
Médico Veterinario
Cód. IPSEA N° 627



DIVISION VETERINARIA
LABORATORIO CLINICO



Mario J. Román Vargas Lic. Ing.
Director Laboratorio Clínico
Certificado en Normatización
Cód. -BIVISA 24195

Firma del analista

"Garantizando la calidad en el diagnóstico veterinario"

Colonia Miguel Borilla, Bar Esquina Fiel 6 c al sur. Casa N° 234 Telefono: 22701810 Cel: 77889981

Fuente. Laboratorio Clínico División Veterinaria, 2015

d. Resultados del Examen general de Heces

		Dynamic People Group División Veterinaria
DIVISION VETERINARIA		
PACIENTE:		SEXO:
FECHA:		EDAD:
RAZA:		ESPECIE:
<u>EGH</u>		
Color	<i>Café.</i>	
Consistencia	<i>Diarreica.</i>	
Olor:	<i>Fétido.</i>	
<u>EXAMEN MICROSCÓPICO</u>		
<i>No se observó parásitos gastrointestinales.</i>		
Observaciones:	<i>Presencia de piedras.</i>	

Fuente. Laboratorio Clínico División Veterinaria, 2015

e. Resultados de Citología vaginal

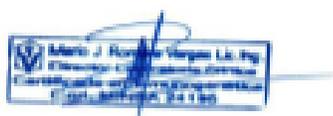
 <p>DIVISION VETERINARIA</p>	 <p>Dynamic People Group División Veterinaria</p>
PACIENTE:	SEXO:
FECHA:	EDAD:
ESPECIE:	RAZA:

Citología Vaginal

<u>EXAMEN</u>	<u>RESULTADOS</u>
Citología Vaginal	<i>Se observó presencia de células Intermedias, superficiales y anucleadas Predominio de Células Superficiales</i>
<i>Observación: Citología vaginal compatible con fase de ciclo sexual al final del proestro y todo el Estro.</i>	
NOTA: Alta densidad de bacterias con morfología cocoide Formando diplococos	

Fuente. Laboratorio Clínico División Veterinaria, 2015

f. Resultado de un cultivo microbiológico

		
PACIENTE:	SEXO:	
FECHA:	EDAD:	
ESPECIE:	RAZA:	
AREA DE MICROBIOLOGIA		
<u>Coprocultivo</u>		
SE AISLÓ :	<i>Escherichia coli</i>	
Sensible a: Ceftriaxona, Cefalexina, Gentamicina, Enrofloxacin, amoxicilina + ácido clavulánico.		
Resistente : Trimetoprim sulfá, Oxitetraciclina, Ampicilina		
Nota:		
		
Firma y sello del analista		
"Garantizando calidad en el diagnóstico veterinario"		

Fuente. Laboratorio Clínico División Veterinaria, 2015

Glosario

A

Anemia: Reducción del número y/o del contenido de hemoglobina en los eritrocitos por debajo del valor normal para la edad, sexo del paciente y la altitud en la región donde habita. En términos fisiológicos, significa una disminución de la capacidad de transporte de oxígeno en la sangre.

Anticoagulante: Sustancia que evita que se coagule la sangre.

B

Bacterias Heterotróficas: Se denomina a todas aquellas bacterias que se alimentan de restos de desechos. Dentro de este grupo existe un enorme grupo de bacterias, pero todas ellas se caracterizan por transformar, en presencia del oxígeno, los restos orgánicos de desecho en lodos.

Bromosulfaleína: Sustancia utilizada en su forma de sal disódica para la evaluación de la función del hígado.

C

Cloro residual: El cloro residual combinado es el resultado de la combinación del cloro con el amonio (cloraminas), y su poder desinfectante es menor que el libre. La suma de los dos constituye el cloro residual total.

Coliformes Totales: Grupo de especies bacterianas que tienen ciertas características bioquímicas en común e importancia relevante como indicadores de contaminación del agua y los alimentos.

D

DBQ: Demanda Bioquímica de Oxígeno. Es una prueba usada para la determinación de los requerimientos de oxígeno para la degradación bioquímica de la materia orgánica en las aguas municipales, industriales y en general residual; su aplicación permite calcular los efectos de las descargas de los efluentes domésticos e industriales sobre la calidad de las aguas de los cuerpos receptores.

Desecación: (desiccation). Eliminación del agua de un cuerpo mineral u orgánico.

DQO: Demanda Química de Oxígeno. Es un parámetro que mide la cantidad de sustancias susceptibles de ser oxidadas por medios químicos que hay disueltas o en suspensión en una muestra líquida. Se utiliza para medir el grado de contaminación y se expresa en miligramos de oxígeno diatómico por litro (mgO_2/l).

Deshidratación: (dehydration). Carencia o pérdida de agua en los tejidos corporales (líquido general), absoluta o relativa, en los espacios intra o extracelulares a consecuencia de un trastorno del equilibrio hidroelectrolítico.

Dureza: La concentración de compuestos minerales que hay en una determinada cantidad de agua, particular sales de magnesio y calcio. Son éstas las causantes de la dureza del agua, y el grado de dureza es directamente proporcional a la concentración de sales alcalinas.

Durina: Es una enfermedad contagiosa aguda o crónica de los solípedos de cría que se transmite directamente de animal a animal durante el coito. El organismo causante es *Trypanosoma equiperdum*.

E

Enfisema subcutáneo: Se presenta cuando el aire penetra dentro de los tejidos bajo la piel. Generalmente ocurre en la piel que cubre la pared torácica o el cuello, pero también se puede presentar en otras partes del cuerpo.

Esmegma: Materia blanquecina que se deposita en los repliegues de los órganos genitales externos.

Espécimen: Material sometido a prueba.

Esterilidad: Ausencia de microorganismos contaminantes viables, que se establecerá mediante pruebas autorizadas y adecuadas.

H

Haptoglobina: es una proteína producida por el hígado que se fija a un cierto tipo de hemoglobina en la sangre.

Hemolisis: Destrucción de los eritrocitos por disolución o por lisis.

I

Inseminación artificial: consiste en la introducción del semen en los órganos genitales de la hembra sin la intervención del macho, facilitando la fecundación.

M

Muestra: Material obtenido de un espécimen y utilizado en las pruebas.

P

pH: Es una medida de la acidez o alcalinidad de una solución. El pH indica la concentración de iones hidronio [H_3O^+] presentes en determinadas sustancias. La sigla significa "potencial de hidrógeno".

Postprandial: Que tiene lugar después de una comida.

Plasma sanguíneo: Componente líquido de la sangre que en condiciones normales representa más de la mitad de su volumen. Es un líquido transparente, ligeramente amarillento, con aproximadamente 7-8% de proteínas incluyendo los factores de coagulación, a diferencia del suero sanguíneo.

Pruebas prescritas: Los métodos de prueba exigidos por el *Código de Sanidad Animal* de la OIE para el transporte internacional de animales y productos animales, y que se consideran óptimos para determinar el estado sanitario de los animales.

Pruebas alternativas: Métodos de prueba que aparecen en el *Manual de Animales Terrestres*, que se consideran adecuados para el diagnóstico de las enfermedades en un ámbito local y que también pueden utilizarse para la importación y exportación reguladas por convenios bilaterales.

Pruebas de criba: Pruebas de alta sensibilidad diagnóstica adecuadas para aplicación a gran escala.

Pruebas confirmativas: Métodos de prueba de alta especificidad diagnóstica que se utilizan para confirmar resultados, generalmente resultados positivos, derivados de otros métodos de prueba.

R

Rabdomiólisis: Es la descomposición del tejido muscular que ocasiona la liberación de los contenidos de las fibras musculares en la sangre. Estas sustancias son dañinas para el riñón y con frecuencia causan daño renal.

S

Suero sanguíneo: Es el componente de la sangre resultante tras permitir la coagulación de ésta y eliminar el coágulo resultante. Es equivalente al plasma sanguíneo, pero sin las proteínas involucradas en la coagulación (fibrinógeno en su mayor parte). El suero es útil en la identificación de algunos analitos en los que no se requiere de la intervención de un anticoagulante, ya que este podría interferir en el resultado alterándolo.

T

Temperatura ambiente: Se refiere a la temperatura de un entorno de trabajo confortable. No se pueden fijar límites precisos para este término, pero las cifras de referencia son 18–25°C. Cuando en una prueba se especifica la temperatura ambiente, esta debería lograrse con aire acondicionado, si es preciso; de lo contrario, los parámetros de la prueba pueden verse afectados.

Tiempo de coagulación: Tiempo necesario para que la sangre venosa, en ausencia de todos los factores tisulares, coagule en tubos de vidrio bajo condiciones controladas.

Tiempo de sangrado: El tiempo necesario para que deje de sangrar una pequeña herida, estandarizada.

Tonsila palatina o amígdala: En la superficie de la amígdala hay criptas profundas cuya función es parar y atrapar el material extraño que entra, de manera que presentan los antígenos ajenos ante los linfocitos de la tonsila palatina. Ésta está poblada por células T, células B y células presentadoras de antígenos del sistema inmunitario.

Bibliografía

- Archer, J; Dawson, S; Dewhurst, E; Duncan, J; England, G; Flaherty, D; Freeman, K; Gerber, K; German, A; Graham, P; Hall, E; Infles, J; Jagger, T; Knottenbelt, C; McGrotty, Y; Mellanby, R; Mooney, C; Murphy, K; Nuttall, T; Olby, N; Pappasoulotis, K; Radford, A; Russo, M; Skelly, B; Stokol, T; Tennant, K; Watson, P. 2012. **Manual de diagnóstico de laboratorio en pequeños animales**. Villiers, E; Blackwood, L. eds. Barcelona, ES. Ediciones S. 656 p.
- Barber, P; Brown, S; Curd, G; Davies, M; Dennis, R; Gleadhill, A; Gorman, N; Gregory, S; Lamb, Ch; Macdougall, D; Michell, A; Scott-Moncrieff, C; Squires, R; Torrance, A. 2013. **Manual de nefrología y urología en pequeños animales**. Bainbridge, J; Elliott, J. eds. Barcelona, ES. Ediciones S. 240p.
- Benjamín, M. 1990. **Manual de patología clínica en veterinaria**. México, MX. Limusa. 421 p.
- Bush, B. 1982. **Manual del laboratorio veterinario de análisis clínico**. Gea, L. Trad. Zaragoza, ES. Acribia. 467 p.
- Bush, B. 1999. **Interpretación de los análisis de laboratorio para clínicos de pequeños animales**. Barcelona, ES. Ediciones S. 611 p.
- Castañedo, J; Torre, M de la; Moran, J; Lara, L. 2002. **Metodología de la Investigación**. México, MX. McGRAW-HILL. 277p.
- Centro Agroempresarial y Minero de Bolívar. 2010. **Manual de procedimiento de toma de muestras de aguas para análisis físico-químico y microbiológico** (en línea). Consultado 19 oct. 2015. Disponible en <http://tecnologosencontrolambientalsenacuc.blogspot.com/p/manual-de-procedimiento-de-toma-de.html>
- CESASIN (Comité Estatal de Sanidad Acuícola de Sinaloa). 2003. **Técnicas de bacteriología, análisis fresco, calidad de agua y buenas prácticas de manejo y bioseguridad en granjas camaroneras**. (en línea). Sinaloa, MX. Consultado 15 jul. 2015. Disponible en <http://www.mvd.sld.cu/doc/pescayacuicultura/manual%20practicass%20lab.%20camaron.pdf>
- Cortadellas, O. 2010. **Manual de nefrología y urología clínica canina y felina**. Zaragoza, ES. SERVET/Grupo ASIS Biomedica. 246 p
- CVPBA (Colegio de Veterinarios de la Provincia de Buenos Aires). Sf. **El espermograma en la reproducción canina** (en línea). Consultado 20 jul. 2015. Disponible en http://www.cvpba.org/assets/pdf/pdf_st/36_reprod_canina_.pdf
- Day, M; Mackin, A; Littlewood, J. eds. 2012. **Manual de hematología y transfusión en pequeños animales**. Barcelona, ES. Lexus. 445p.
- Galina, C; Valencia, J. 2008. **Reproducción de los animales domésticos**. México, MX. Limusa. 538p.

- García, F. 2013. **La Tesis y el Trabajo de Tesis: Recomendaciones metodológicas para la elaboración de los trabajos de tesis.** México, MX. Limusa. 79p.
- Gallo, C. 2014. **Manual de diagnóstico con énfasis en laboratorio clínico veterinario.** Managua, NI. 211p.
- Haro, M; Ruiz, V; Guerra, F. 2012. **Manual para la identificación de microorganismos de interés veterinario.** México, MX. Trillas. 120p.
- HIMEDIA. 2011. **Technical data: Actidione Agar with Acitidione** (en línea). Consultado 10 jun. 2015. Disponible en <http://himedialabs.com/TD/M400.pdf>
- IVIS (International Veterinary Information Service). 2008. **Manual de técnicas Suis** (en línea). Consultado 24 oct. 2015. Disponible en http://www.ivis.org/advances/toc_advances.asp
- Latimer, K; Prasse, K; Mahaffey, E. 2005. **Patología clínica veterinaria.** 4 ed. Barcelona, ES. IN-Multimedica. 549 p.
- LECLINVET (Laboratorio de Especialidades Clínicas Veterinarias). sf. **Hematología.** (en línea) México, MX. Consultado 6 jun. 2015. Disponible en <http://www.leclinvet.com/hematologia2.html>
- Navarro, O. 2013. **Micología veterinaria.** Managua, NI. UNA. 186p.
- Malmfors, B; Garnsworthy, P; Grossman, M. 2004. **Writing and presenting Scientific papers.** 2 ed. Nottingham, UK. Nottingham University Press.
- Martínez, B. 2006. **Área de Sanidad Acuícola Departamento de Vigilancia, Epidemiología y Campañas** (en línea). Consultado 20 jul. 2015. Disponible en www.rr-americas.oie.int/es/...01_06/presentacion%20nicaragua2.ppt
- Martínez, R. ed. 2006. **Cómo escribir y estructurar un texto en ciencias de la salud: Anatomía de un libro.** 3 ed. México. Editorial El Manual Moderno. 352p.
- Mercado, H. 2008. **Cómo hacer una tesis?: Licenciatura, maestría y doctorado.** 4. ed. México, MX. Limusa. 375 p.
- Mundo pecuario. 2015 **Reproducción animal: Eyaculado por especie** (en línea). Táchira, VE. Consultado 10 ago. 2015. Disponible en http://mundopecuario.com/tema170/copula/eyaculado_por_especie-897.html
- Munive, M; Simón, J; Oropeza, R. 2009. **Interferencia entre medicamentos y pruebas de laboratorio en pacientes hospitalizados.** Revista Mexicana de Patología Clínica. 56(4): 265-270. Consultado 20 oct. 2015. Disponible en <http://www.medigraphic.com/pdfs/patol/pt-2009/pt094f.pdf>
- Podetti, M. 2010. **Protocolo y toma de muestra para analizar ingredientes de una dieta.** (en línea). Consultado 19 oct. 2015. Disponible en http://www.produccion-animal.com.ar/tablas_composicion_alimentos/25-Protocolo_muestra.pdf

- OIE (Organización Mundial de Sanidad Animal). 2015. **Código Sanitario para los Animales Terrestres** (en línea). Consultado 20 may. 2015. Disponible en <http://www.oie.int/es/normas-internacionales/codigo-terrestre/acceso-en-linea/>
- OIRSA (Organismo Internacional Regional de Sanidad Agropecuaria). Sf. **Protocolo de técnicas laboratoriales de diagnóstico para enfermedades y plagas apícolas**. San Salvador, SV. 30p.
- Radostits, O; Mayhew, I; Houston, D. eds. 2002. **Examen y diagnóstico clínico en veterinaria**. Madrid, ES. Harcourt. 771 p
- Ramos, J; Ferrer, L. 2007. **La exploración clínica del ganado ovino y su entorno**. Zaragoza, ES. SERVET. 422 p.
- Ramsey, I; Tennant, B. eds. 2012. **Manual de enfermedades infecciosas en pequeños animales**. Barcelona, ES. Lexus. 392 p.
- Ruíz, C. 2010. **Texto de metodología de la investigación**. Managua, NI. Editronic S.A. 170p.
- Roder, J. 2002. **Manual de toxicología veterinaria**. Barcelona, ES. Multimedica. 355 p.
- Scharlab. sf. **Control microbiológico ambiental y de superficie**. Consultado 19 oct. 2015. Disponible en <http://www.cienytech.com/catalogos/Microbiologia/Controlsup.pdf>
- Sisson, S; Grossman, D. 1982. **Anatomía de los animales domésticos**. Barcelona, ES. Gràfiques.
- Sodikoff, Ch. 2002. **Pruebas diagnósticas y de laboratorio en pequeños animales: Una guía para el diagnóstico de laboratorio**. 3. ed. Madrid, ES. Harcourt. 598 p.
- Tamayo, M. 2005. **Metodología Formal de la Investigación Científica**. México, MX. LIMUSA. 159p.
- UNA (Universidad Nacional Agraria). 2008. **Guías y normas metodológicas de las formas de culminación de estudios**. Managua, NI. 56p.
- Vacuette. sf. **Sistema de extracción de sangre: Recomendaciones de manipulación**. 11p.

“La Medicina Humana cura al hombre, el Médico Veterinario cura a la humanidad”

Louis Pasteur



TOMA, CONSERVACIÓN Y ENVÍO DE MUESTRAS REPRESENTATIVAS AL LABORATORIO DE DIAGNÓSTICO VETERINARIO



Autora: Daniela Vanessa Tercero Guerrero