



UNIVERSIDAD
NACIONAL
DE TUCUMÁN



Facultad de Agronomía,
Zootecnia y Veterinaria
UNT

ISBN 978-987-754-414-5

MANUAL DE PROCEDIMIENTOS HOSPITALARIOS PARA ESTUDIANTES DE MEDICINA VETERINARIA

Facultad de Agronomía, Zootecnia y Veterinaria - FAZyV - UNT



Manual de Procedimientos Hospitalarios para Estudiantes de Medicina Veterinaria /

Margarita del Valle Abraham ... [et al.] ; Compilación de Margarita del Valle Abraham. -

1a edición para el alumno. - San Miguel de Tucumán : Universidad Nacional de Tucumán. Facultad de Agronomía, Zootecnia y Veterinaria, 2025.

Libro digital, PDF

Archivo Digital: descarga y online

ISBN 978-987-754-414-5

1. Medicina Veterinaria. I. Abraham, Margarita del Valle II. Abraham, Margarita del Valle, comp.

CDD 636.089092



Este material se distribuye bajo una Licencia Creative Commons Atribución-No-Comercial-CompartirIgual 4.0 Internacional (CC BY-NC-SA 4.0).

Se permite copiar, distribuir y adaptar el contenido, siempre que se otorgue el crédito correspondiente, no se use con fines comerciales y se mantenga la misma licencia en obras derivadas.

Facultad de Agronomía, Zootecnia y Veterinaria | FAZyV
Universidad Nacional de Tucumán | UNT
Año 2025



MANUAL DE PROCEDIMIENTOS HOSPITALARIOS PARA ESTUDIANTES DE MEDICINA VETERINARIA

AUTORIDADES

Ing. Sergio José Pagani
Rector

Dra. Mercedes Leal
Vicerrectora

Ing. Agr. Susana del Valle Monserrat
Decana

Mag. Ing. Agr. Osvaldo E. Arce
Vicedecano

Dr. Agr. Ing. Agr. Roque Fernando Caro
Secretario Académico

Ing. Agr. Pedro Jorge Mario Vidal
Secretario de Gestión y Vinculación

Ing. Agr. Roque Felipe Budeguer
Secretaría de Extensión

Geo. Gabriel Oscar Alarcon
Secretario de Asuntos Administrativos

Facultad de Agronomía, Zootecnia y Veterinaria - FAZyV - UNT

TUCUMÁN | ARGENTINA

AÑO 2025

Autores

- › Dra. Lic. Abraham, Margarita del Valle | *Cátedra de Administración Sanitaria - FAZyV*
- › MV Acosta, Virginia Ileana | *Asignatura Patología General - FAZyV*
- › MV Anán, Gustavo | *Cátedra de Farmacología - FAZyV*
- › Est. Díaz Lozano, Sofía | *Cursante de Administración Sanitaria - Orientación: Salud Pública*
- › MV Elizalde, Walter | *Cátedra de Clínica de Pequeños Animales - FAZyV*
- › Est. Espejo, Mariana | *Cursante de Administración Sanitaria - Orientación: Salud Pública*
- › MV Estrada Filtrin, Mariana | *Cátedra de Administración Sanitaria - FAZyV*
- › Dra. Fierro, Noelia | *Cátedra de Salud Pública - Facultad de Medicina*
- › Est. Gallac, Ana Sofía | *Cursante de Administración Sanitaria - Orientación: Salud Pública*
- › MV Gottero, María del Carmen | *Cátedra de Fisiología - FAZyV*
- › MV Halloy, Nicole | *Cátedra de Administración Sanitaria - FAZyV*
- › Dra. Heredia, Judith | *Cátedra de Análisis Clínico - FAZyV*
- › MV Legname, Gabriela | *Cátedra de Clínica de Pequeños Animales - FAZyV*
- › MV López Campo, Alejandro | *Cátedra de Epidemiología - FAZyV*
- › MV Luna Hernández, Dolores | *Cátedra de Medicina Interna de Pequeños Animales - FAZyV*
- › MV Martínez, Graciela Cecilia | *Cátedra de Enf. Transmisibles y Tóxicas - FAZyV*
- › Est. Mollano, Aixa | *Cursante de Administración Sanitaria - Orientación: Salud Pública*
- › MV Montenegro, Ezequiel | *Ex adscripto de Cátedra de Técnica Quirúrgica - FAZyV*
- › Est. Navarro, Stella Maris | *Cursante de Administración Sanitaria - Orientación: Salud Pública*
- › Est. Ocón, María Sol | *Cátedra de Administración Sanitaria - FAZyV*
- › MV Orellana, Nicolás | *Cátedra de Farmacología - FAZyV*
- › MV Reid, Lorna Cynthia | *Cátedra de Enf. Transmisibles y Tóxicas - FAZyV*
- › MV Rivero, Jonathan | *Cátedra de Enf. Transmisibles y Tóxicas - FAZyV*
- › MV Rivero, Laura | *Directora Hospital Escuela Veterinario - FAZyV*
- › Lic. Rodero, Sebastián | *Dirección General de Salud Ambiental - SIPROSA*
- › Est. Rodríguez, Romina | *Cursante de Administración Sanitaria - Orientación: Salud Pública*
- › Est. Rosa, Gabriela | *Cursante de Administración Sanitaria - Orientación: Salud Pública*
- › MV Tacconi Robles, Sebastián Luis | *Cátedra de Enf. Transmisibles y Tóxicas - FAZyV*
- › Est. Vázquez, Paula | *Cursante de Administración Sanitaria - Orientación: Salud Pública*
- › Est. Yafar, Paula | *Cursante de Administración Sanitaria - Orientación: Salud Pública*
- › Est. Zárate, Nicolás | *Cursante de Administración Sanitaria - Orientación: Salud Pública*

Comité Científico de Revisión

- › MV Arce, Florencia Nahir | *Docente invitada. Cátedra de Administración Sanitaria - FAZyV*
- › Mag. Ing. Agr. Arce, Osvaldo E. | *Vicedecano - FAZyV*
- › Mg. MV Imoberdorf, Carina | *Cátedra de Epidemiología - FAZyV*
- › MV Marengi, Miguel Ángel | *Cátedra de Política y Legislación - Departamento de Ciencias Sociales y Formación General. Medicina Veterinaria - FCV - UNL*
- › MV Rivadeneira, Sebastián | *Jefe de División Zoonosis - Dirección General de Programas Integrados de Salud. SIPROSA - Ministerio de Salud Pública - Tucumán*
- › MV Rivero, Laura | *Directora Hospital Escuela Veterinario - FAZyV*

Iniciativa Académica

- › Cátedra de Administración Sanitaria | FAZyV - UNT

Edición y Compilación

- › Dra. Lic. Abraham, Margarita del Valle
- › MV Estrada Filtrin, Mariana
- › MV Reid, Lorna Cynthia
- › MV Halloy, Nicole
- › Est. Ocón, María Sol

Diseño gráfico y Diagramación

- › Ocón, María Sol

Agradecemos a docentes, estudiantes y profesionales que, con su compromiso y colaboración, hicieron posible la elaboración de este manual, reflejo del trabajo colectivo y del espíritu formativo de nuestra Facultad.

CAPÍTULO 1

ASPECTOS GENERALES DE LA PRÁCTICA HOSPITALARIA

1.1 Introducción	10
1.2 Planta Física Hospitalaria	
» Croquis de la infraestructura	11
» Áreas de Trabajo	11
1.3 Rol/función del estudiante en la práctica hospitalaria en el área de pequeños animales - Atribuciones y Responsabilidades	11
1.4 Aspectos éticos de la profesión de Médico Veterinario	17
1.5 Normas Generales Hospitalarias	
» Triage	20
» Admisión del paciente	26
» Consentimiento Informado	27
» Elaboración de Historia Clínica	27
» Estudios complementarios	27
» Derivación	27
» Plan de Alta Médica	27
» Higiene y Seguridad Hospitalaria	28

CAPÍTULO 2

NORMAS DE BIOSEGURIDAD

• Principios de Bioseguridad	39
• Precauciones Estándares	41
• Exposición a riesgo biológico en Medicina Veterinaria	47
• Normas de Bioseguridad en el Laboratorio	50
• Residuos Hospitalarios	53

CAPÍTULO 3

TÉCNICAS Y PROCEDIMIENTOS DE ATENCIÓN

3.1 Técnicas y Procedimientos de Atención	
• Control de Parámetros Vitales: presión arterial, pulso, T°, FC, FR	56
• Procedimiento de Venoclisis	58

• Curación de Heridas	59
• Recolección de Muestras	59
• Coprológicos	65
• Citologías	66
• Ecografías	66
• Radiografías	69
• Acto anestésico	71
• Protocolo Neurológico	78
• Protocolo Oncológico	86
• Transfusión sanguínea	89
• Consulta oftalmológica	91
• Medidas Específicas de Atención Veterinaria en Felinos	94
• Electrocardiograma	97
• Cardiología	98
• Necropsia	105
• Gestión postmortem del paciente	107
3.2 Situaciones Especiales	108
• Algoritmo de atención de paciente con hemorragia digestiva	109
• Algoritmo de atención en paciente con diarrea	110
• Algoritmo de atención en paciente convulsivo	111
• Algoritmo de atención en paciente con paro cardiorrespiratorio	112
• Algoritmo de atención por trauma pre hospitalario	113
3.3 Procedimiento de atención ante sospecha de enfermedad zoonótica	114
• Algoritmo ante sospecha de enfermedad zoonótica: Rabia, Brucelosis, Leptospirosis, Hidatidosis	122

CAPÍTULO 4

FÁRMACOS DE USO MÁS HABITUAL EN URGENCIAS Y EMERGENCIAS

• Clasificación: Analgésicos, AIES, AINES, Sedantes y Anestésicos, Nombre genérico, presentación, farmacocinética, contraindicaciones, reacciones adversas, precauciones	127
• Administración de Medicamentos: Algoritmo	141

BIBLIOGRAFÍA	144
---------------------------	------------



PRÓLOGO

Es un gran logro para nuestra **Facultad de Agronomía, Zootecnia y Veterinaria** de la **Universidad Nacional de Tucumán** presentar este **Manual de Procedimientos Hospitalarios para Estudiantes de Medicina Veterinaria**, fruto del compromiso y la dedicación de nuestra comunidad académica.

Este material surge como respuesta a una necesidad fundamental: brindar a nuestros estudiantes una herramienta clara, organizada y rigurosa que les permita adquirir competencias prácticas en el ámbito hospitalario, consolidando así los conocimientos teóricos que reciben durante su formación.

La Medicina Veterinaria requiere profesionales con sólidos valores éticos, capacidades técnicas y sensibilidad frente a la salud animal y al bienestar de la sociedad. Este manual pretende ser un puente entre la teoría y la práctica, guiando a nuestros futuros médicos veterinarios en el aprendizaje de procedimientos esenciales para su desempeño clínico y profesional.

Agradezco profundamente a los docentes, estudiantes y colaboradores que han trabajado en la elaboración de este texto, convencidos de que la enseñanza universitaria de excelencia se construye colectivamente. Estoy segura de que este Manual se convertirá en un recurso de consulta permanente y en un aporte significativo para la formación de quienes eligen esta noble profesión.

Con la publicación de este manual, reafirmamos nuestro compromiso de formar médicos veterinarios capaces de afrontar los desafíos actuales y futuros con responsabilidad, eficiencia y sensibilidad social, enmarcados en los principios de calidad académica y servicio a la comunidad que caracterizan a nuestra Universidad.

Ing. Agr. Susana del Valle Monserrat

Decana

*Facultad de Agronomía, Zootecnia y Veterinaria
Universidad Nacional de Tucumán*



Dra. Lic. Margarita del Valle Abraham

Cátedra de Administración Sanitaria | FAZyV - UNT



MV Lorna Cynthia Reid

Cátedra de Enfermedades Transmisibles y Tóxicas | FAZyV - UNT

La Medicina Veterinaria es una disciplina de carácter interdisciplinario y multidisciplinario, donde confluyen saberes y prácticas que requieren de un sólido sustento académico y de un compromiso ético en el ejercicio profesional. En este marco, el **Manual de Procedimientos Hospitalarios para Estudiantes de Medicina Veterinaria** del Hospital Escuela de la Facultad de Agronomía, Zootecnia y Veterinaria de la Universidad Nacional de Tucumán (FAZyV | UNT) se constituye como una herramienta formativa orientada a brindar lineamientos claros y estandarizados para el desarrollo de actividades hospitalarias. La estandarización de las prácticas resulta esencial para garantizar un aprendizaje homogéneo, basado en criterios científicos y no únicamente en la transmisión empírica de cada docente.

La iniciativa de la elaboración de este manual surgió de la Cátedra de Administración Sanitaria de la Facultad, que impulsó la necesidad de contar con un documento unificador que sirviera como soporte pedagógico que promueva la autonomía y la formación integral de los estudiantes y que, a la vez, fortaleciera la organización hospitalaria desde una perspectiva académica y profesional.

Este material no solo refleja la necesidad de uniformar prácticas en un entorno educativo y asistencial, sino también el valor del trabajo colectivo que lo hizo posible. Su elaboración se llevó a cabo mediante una **articulación intercátedras**, lo que permitió integrar miradas complementarias, optimizar recursos y fortalecer la formación integral de los futuros profesionales. A su vez, la **participación activa de estudiantes y docentes** fue fundamental, dado que la relación entre ambos sectores propició un proceso dinámico de construcción, donde la experiencia académica y la perspectiva estudiantil se conjugaron para generar un producto útil, actualizado y adaptado a las necesidades reales del Hospital Escuela.

Asimismo, el desarrollo de este manual incorporó un enfoque de **intersectorialidad** mediante la vinculación con unidades académicas externas, como otras Facultades de Medicina Veterinaria y el Sistema Provincial de Salud (SIPROSA). Esta colaboración enriqueció el contenido con aportes diversos y ajustados al contexto sanitario regional, reforzando la calidad académica y promoviendo una mirada integradora capaz de responder manera efectiva a las demandas sociales, de salud pública y de salud animal.

En suma, este manual aspira ofrecer una base teórica y metodológica común que permita a los estudiantes construir su propio criterio clínico como futuros profesionales, a partir de la reflexión crítica y la evidencia académica, en un marco de seguridad, responsabilidad y compromiso profesional, en beneficio tanto de los animales como de la comunidad.

CAPÍTULO 1:

ASPECTOS GENERALES DE LA PRÁCTICA HOSPITALARIA

1.1 | INTRODUCCIÓN

La *práctica hospitalaria* representa uno de los pilares fundamental en la formación profesional, ya que combina la adquisición de conocimientos teóricos con la experiencia clínica directa. El **Hospital Escuela** es, en este sentido, un espacio donde confluyen la enseñanza, la atención de pacientes y el desarrollo de competencias técnicas y éticas necesarias para el ejercicio de la Medicina veterinaria.

El trabajo en este ámbito requiere de organización, compromiso y responsabilidad. Para ello, resulta indispensable contar con **lineamientos generales** que orienten la participación de estudiantes y profesionales, regulen el uso de las instalaciones y promuevan un entorno de aprendizaje seguro y respetuoso. La estructura hospitalaria, las normas básicas de funcionamiento y la definición de responsabilidades son elementos clave que permiten mantener la coherencia en las actividades diarias y garantizar la calidad del servicio brindado.

Este capítulo reúne los aspectos generales que sustentan la práctica hospitalaria. Se abordan cuestiones vinculadas al rol de los estudiantes, la organización y distribución de los espacios físicos, así como las normas que rigen el ingreso, la atención y el egreso de los pacientes. De esta manera, se establecen las bases para comprender el funcionamiento integral del hospital y para favorecer un aprendizaje progresivo en un entorno clínico real.



Imagen 1.1 - Hospital Escuela de Medicina Veterinaria | FAZyV - UNT

1.2 | PLANTA FÍSICA HOSPITALARIA

El **Hospital Escuela de Medicina Veterinaria** cuenta con una infraestructura diseñada para responder a las necesidades de atención clínica, docencia e investigación en un entorno seguro y funcional. La distribución de los espacios busca favorecer la organización del trabajo, el flujo ordenado de pacientes y la interacción entre las distintas áreas de servicio, garantizando así una dinámica eficiente tanto para profesionales como para estudiantes.

El Hospital Escuela cuenta con dos áreas de Atención Clínica, ambas con servicio de Cirugía:

- Área de clínica de pequeños animales (caninos y felinos)
- Área de clínica grandes animales (equinos, bovinos, caprinos, ovinos)
- Además, posee servicios de:
 - Laboratorio de Análisis Clínicos
 - Laboratorio de Parasitología y Citología
 - Diagnóstico por Imágenes (radiología, ecografía, TAC)
 - Cardiología, Oftalmología, Neurología, Traumatología y Oncología

El **plano** refleja la integración de áreas clínicas, quirúrgicas, administrativas y de apoyo, así como la incorporación de espacios destinados a la docencia y la investigación. Esta organización espacial refuerza el compromiso del hospital con el bienestar animal, la seguridad de pacientes y personas, y la excelencia académica, consolidándose como un ámbito de referencia en la formación veterinaria.

La **ampliación de las instalaciones** constituye un paso fundamental en el crecimiento del hospital, ya que permite incorporar nuevos sectores, optimizar los ya existentes y dar respuesta a la creciente demanda de atención y formación. Estos cambios no solo mejoran la capacidad operativa, sino que también contribuyen a crear un entorno más adecuado para la enseñanza práctica y la calidad de los servicios brindados a la comunidad.

Asimismo, la ampliación proyectada responde a una visión a futuro orientada a la innovación y al fortalecimiento de la enseñanza hospitalaria. Al disponer de espacios más amplios y mejor equipados, se favorece la incorporación de nuevas tecnologías, el desarrollo de prácticas interdisciplinarias y la creación de un ambiente de trabajo que potencia la formación profesional y el compromiso con la salud animal.

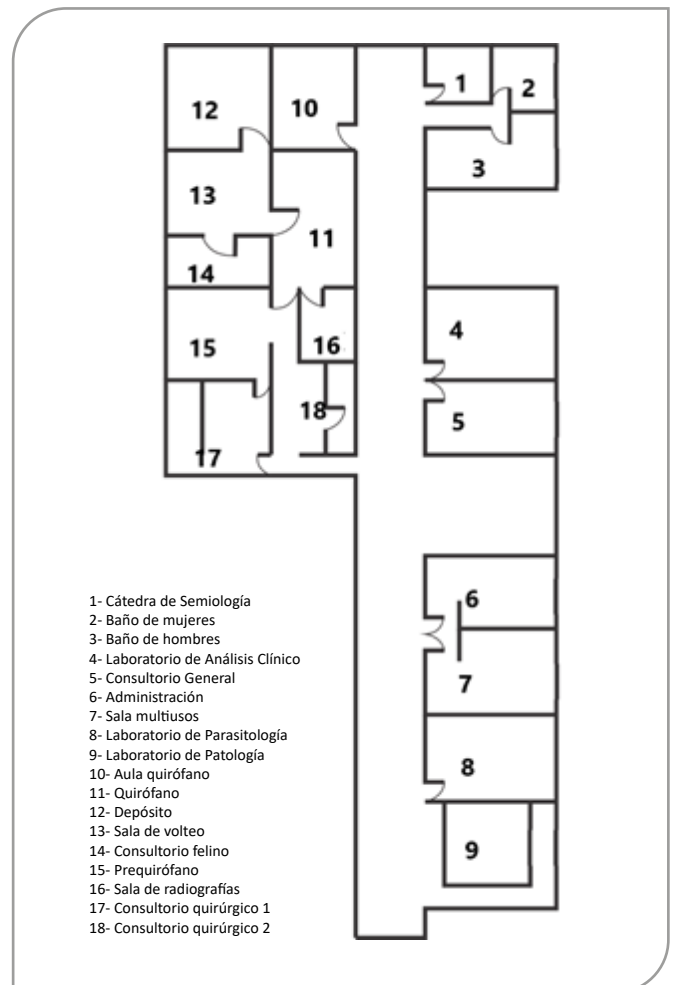


Imagen 1.2 - Esquema de distribución del Hospital Escuela Veterinario.

1.3 | ROL/FUNCIÓN DEL ESTUDIANTE EN LA PRÁCTICA HOSPITALARIA EN EL ÁREA DE PEQUEÑOS ANIMALES

ATRIBUCIONES Y RESPONSABILIDADES

Al Hospital concurren los estudiantes avanzados de la carrera, y constituye el primer contacto de ellos con los animales y sus tutores. Los estudiantes trabajan con docentes-tutores que guían y acompañan en los diferentes casos que se presentan a la consulta. Los alumnos pueden desempeñar diversos roles dentro del Hospital Escuela, quienes deberán cumplir ciertos requisitos, funciones y responsabilidades según corresponda. Deberán adecuar las actividades estudiantiles de acuerdo a la organización determinada por el/la director/a del Hospital Escuela y el/la coordinador/a del área de pequeños animales. Se procederá a describir y desarrollar cada una de las funciones donde estén involucrados los estudiantes.

A) GUARDIAS HOSPITALARIAS
(Obligatorias para los alumnos de 5º año
y Orientación Clínica)

**JEFE ESTUDIANTIL DE GUARDIA
DE CLÍNICA DE PEQUEÑOS ANIMALES**

Coordinar, liderar y apoyar al equipo de guardia en sus labores, así como supervisar y garantizar, junto a los docentes, la calidad de la atención veterinaria durante el turno de guardia, velando por el cumplimiento de las normas establecidas para realizar el trabajo de la mejor manera posible.

- Contar con capacidad de colaborar y trabajar eficientemente con otros, demostrando respeto mutuo para fomentar un ambiente de trabajo colaborativo.
- Contar con habilidades de resolución y manejo de conflictos.
- Contar con habilidades de comunicación para poder interactuar adecuadamente con los tutores de los animales, explicar diagnósticos y tratamientos, brindar información y educación sobre la salud y el cuidado de los animales.
- Ser responsable y confiable en el desempeño de las funciones.
- Cumplir con los horarios asignados, seguir los protocolos establecidos y asegurar una atención

veterinaria de calidad.

- Demostrar empatía, compasión y respeto por los animales y sus tutores, siendo fundamental cumplir con los estándares éticos y legales establecidos para la profesión veterinaria.
- Tener curiosidad, constancia y pasión por aprender, ya que la medicina veterinaria es un campo con nuevos avances, investigaciones y tecnologías que surgen constantemente.
- Contar con dominio de la teoría adquirida durante su formación académica, y estar familiarizado con los conceptos y principios básicos para desenvolverse en las tareas asignadas. Contar con conocimiento anatomofisiológico de las especies canina y felina, además de las prácticas semiológicas aplicadas en ellas.
- Participar en la educación y el asesoramiento de los tutores de los animales, brindando información sobre los cuidados a seguir, administración de medicamentos, prevención de enfermedades, etc.
- Adquirir habilidades técnicas necesarias para llevar a cabo procedimientos básicos, como toma de muestras de sangre, administración de medicamentos, manejo y sujeción de animales, entre otros.

Requisitos Específicos

- Cumplir con las exigencias académicas necesarias para inscribirse en el cursado de las asignaturas de Clínica, pertenecientes a 5° año u orientación, según corresponda.
- Contar con habilidades de liderazgo para guiar y motivar al equipo de guardia.
- Contar con capacidad de organización, asignación y delegación de tareas.
- Contar con capacidad de escuchar y dar respuesta ante inquietudes que puedan surgir en el equipo, brindar apoyo cuando sea necesario y fomentar un ambiente de trabajo colaborativo y respetuoso.
- Contar con capacidad de identificar problemas y encontrar soluciones efectivas, promoviendo la comunicación abierta y la resolución colaborativa de conflictos.
- Contar con capacidad de abordar y corregir situaciones de irresponsabilidad o incumplimiento de tareas por parte de los miembros del equipo.
- Participar en diversos procedimientos médicos, como la administración de medicamentos, colocación de catéteres intravenosos, toma de muestras de sangre, radiografías, análisis de laboratorio, entre otros, todo bajo la supervisión del personal docente.

- Abastecer de insumos veterinarios necesarios en el consultorio para la jornada diaria. Administrar de manera eficiente los recursos disponibles.
- Mantener el orden y la limpieza del lugar de trabajo.
- Profundizar sus conocimientos y participar en actividades de revisión, investigación y discusión de casos clínicos con los docentes y otros estudiantes en el transcurso de las guardias, a fin de aprovechar los espacios de aprendizaje y mejorar con ello la atención veterinaria de los pacientes.

Funciones Específicas

- Trabajar junto al subjefe de guardia en el manejo del equipo de trabajo.
- Organizar de manera efectiva al equipo de clínica durante el turno de guardia. Gestionar y controlar los horarios, asignar tareas y coordinar la distribución equitativa de la carga de trabajo, teniendo en cuenta las habilidades y capacidades individuales de cada miembro del equipo.
- Brindar instrucciones claras y hacer un seguimiento para garantizar la efectividad en la ejecución de las tareas.
- Supervisar y controlar el correcto estado de las fichas clínicas de los casos atendidos. Esto incluye control y actualización de información relevante, como pedidos de estudios, resultados de análisis y exámenes complementarios, registro de nuevos datos de los tutores y cualquier otro necesario para la adecuada gestión y seguimiento de los casos.
- Ser intermediario entre los docentes y el resto del equipo. Facilitar la comunicación, informar sobre el progreso y necesidades del equipo, y transmitir las instrucciones y orientaciones de manera clara y precisa a fin de resolver dudas o consultas que puedan surgir durante el turno de guardia.
- Informar al personal correspondiente sobre el estado de insumos, equipamientos y demás, que fueran requeridos para mejorar la atención de los pacientes.
- Informar regularmente al docente a cargo y/o al Director del Hospital Escuela sobre el desempeño de la guardia en general y/o eventuales irregularidades que puedan surgir.
- Sugerir mejoras o soluciones para optimizar el trabajo.
- Tomar medidas apropiadas para asegurar un desempeño responsable, adecuado y oportuno de las tareas, brindando correcciones necesarias en caso de incumplimiento o irresponsabilidad, de acuerdo con las normas del Hospital Escuela.

SUBJEFE ESTUDIANTIL DE GUARDIA DE CLÍNICA DE PEQUEÑOS ANIMALES

Objetivos y Misión

Coordinar y apoyar al equipo de guardia en sus labores, así como supervisar y garantizar la calidad de la atención veterinaria, trabajando junto al jefe de guardia y tomando el mando cuando éste no esté presente, velando por el cumplimiento de las normas establecidas para realizar el trabajo de la mejor manera posible.

Requisitos

- Cumplir con las exigencias académicas necesarias para inscribirse en el cursado de las asignaturas de Clínica, pertenecientes a 5° año u orientación, según corresponda.
- Ser respetuoso ante la autoridad del jefe de guardia.
- Cumplir con los requisitos específicos descriptos anteriormente.

Funciones y Responsabilidades

- Proveer una correcta atención clínica a los pacientes.
- Realizar la evaluación inicial de los animales que ingresan, elaborar la historia clínica, los exámenes clínicos básicos y recopilando información relevante para ayudar en el diagnóstico.
- Participar en diversos procedimientos médicos, como la administración de medicamentos, colocación de catéteres intravenosos, toma de muestras de sangre, radiografías, análisis de laboratorio, entre otros, todo bajo la supervisión del personal docente.
- Abastecer de insumos veterinarios necesarios en el consultorio para la jornada diaria. Administrar de manera eficiente los recursos disponibles.
- Mantener el orden y la limpieza del lugar de trabajo.
- Profundizar sus conocimientos y participar en actividades de revisión, investigación y discusión de casos clínicos con los docentes y otros estudiantes en el transcurso de las guardias, a fin de aprovechar los espacios de aprendizaje y mejorar con ello la atención veterinaria de los pacientes.

Funciones Específicas

- Trabajar junto al jefe de guardia en el manejo del equipo de trabajo.
- Organizar de manera efectiva al equipo de clínica durante el turno de guardia. Gestionar y controlar los horarios, asignar tareas y coordinar la distribución equitativa de la carga de trabajo, teniendo en

cuenta las habilidades y capacidades individuales de cada miembro del equipo.

- Brindar instrucciones claras y hacer un seguimiento para garantizar la efectividad en la ejecución de las tareas.
- Supervisar y controlar el correcto estado de las fichas clínicas de los casos atendidos. Esto incluye control y actualización de información relevante, como pedidos de estudios, resultados de análisis y exámenes complementarios, registro de nuevos datos de los tutores y cualquier otro necesario para la adecuada gestión y seguimiento de los casos.
- Ser intermediario entre los docentes y el resto del equipo. Facilitar la comunicación, informar sobre el progreso y necesidades del equipo, transmitir las instrucciones y orientaciones de manera clara y precisa a fin de resolver dudas o consultas que puedan surgir durante el turno de guardia.
- Informar al personal correspondiente sobre el estado de insumos, equipamientos y demás, que fueran requeridos para mejorar la atención de los pacientes.
- Informar regularmente al docente a cargo y/o al Director del Hospital Escuela sobre el desempeño de la guardia en general y/o eventuales irregularidades que puedan surgir. Sugerir mejoras o soluciones para optimizar el trabajo.
- Tomar medidas apropiadas para asegurar un desempeño responsable, adecuado y oportuno de las tareas, brindando correcciones necesarias en caso de incumplimiento o irresponsabilidad, de acuerdo con las normas del Hospital Escuela.

EQUIPO DE GUARDIA DE CLÍNICA DE PEQUEÑOS ANIMALES

Objetivo y Misión

Brindar atención veterinaria de calidad a los pacientes que ingresen al Hospital Escuela, aprendiendo y adquiriendo formación con cada caso clínico, todo bajo la supervisión del docente a cargo.

Requisitos

- Cumplir con las exigencias académicas necesarias para inscribirse en el cursado de las asignaturas de Clínica, pertenecientes a 5° año u orientación, según corresponda.
- Ser respetuoso ante la autoridad del jefe y subjefe de guardia.
- Generar un ambiente de trabajo armonioso en donde se busque cumplir los objetivos propuestos.

Funciones y Responsabilidades

- Proveer una correcta atención clínica a los pacientes.
- Realizar la evaluación inicial de los animales que ingresan, realizando la historia clínica, los exámenes clínicos básicos y recopilando información relevante para ayudar en el diagnóstico.
- Participar en diversos procedimientos médicos, como la administración de medicamentos, colocación de catéteres intravenosos, toma de muestras de sangre, radiografías, análisis de laboratorio, entre otros, todo bajo la supervisión del personal docente.
- Participar en la educación y el asesoramiento de los tutores de los animales, brindando información sobre los cuidados a seguir, administración de medicamentos, prevención de enfermedades, etc.
- Abastecer de insumos veterinarios necesarios en el consultorio para la jornada diaria. Administrar de manera eficiente los recursos disponibles.
- Mantener el orden y la limpieza del lugar de trabajo.
- Profundizar sus conocimientos y participar en actividades de revisión, investigación y discusión de casos clínicos con los docentes y otros estudiantes en el transcurso de las guardias, a fin de aprovechar los espacios de aprendizaje y mejorar con ello la atención veterinaria de los pacientes.
- Seguir las indicaciones y guía del jefe y/o subjefe de guardia.
- Llevar de forma correcta y al día las fichas clínicas de los casos atendidos. Esto incluye toda información relevante al paciente, como pedidos de estudios, resultados de análisis y exámenes complementarios, registro de nuevos datos de los tutores y cualquier otro necesario para la adecuada gestión y seguimiento de los casos.

B) VOLUNTARIO EN ÁREA DE PEQUEÑOS ANIMALES

Objetivo y Misión

Brindar atención veterinaria de calidad a los pacientes que ingresen al Hospital Escuela, aprendiendo y adquiriendo formación con cada caso clínico, todo bajo la supervisión del docente a cargo.

Requisitos

- Cumplir con las exigencias académicas necesarias para inscribirse al voluntariado: Ser alumno regular de la carrera Medicina veterinaria; Tener aprobadas las asignaturas de Farmacología, Semiología y Patología general.
- Establecer un mínimo de 10 horas semanales disponibles para el desarrollo de la práctica.
- Ser respetuoso ante la autoridad del jefe y subjefe de guardia. No tener una personalidad conflictiva, sino que busque siempre trabajar en un ambiente armonioso en donde se busque cumplir los objetivos propuestos.
- Contar con dominio de la teoría adquirida durante su formación académica, y estar familiarizado con los conceptos y principios básicos para desenvolverse en las tareas asignadas.
- Colaborar y trabajar eficientemente con otros, demostrando respeto mutuo para fomentar un ambiente de trabajo colaborativo.

Funciones y Responsabilidades

- Proveer una correcta atención clínica a los pacientes.
- Colaborar con los alumnos que realizan las guardias en la evaluación inicial de los animales que ingresan.
- Asistir en la sujeción del paciente y en cualquier otra práctica o procedimiento médico bajo la supervisión del personal docente.
- Abastecer de insumos veterinarios necesarios en el consultorio para la jornada diaria.
- Administrar de manera eficiente los recursos disponibles.
- Mantener el orden y la limpieza del lugar de trabajo.
- Profundizar sus conocimientos y participar en actividades de revisión, investigación y discusión de casos clínicos con los docentes y otros estudiantes en el transcurso de las guardias, a fin de aprovechar los espacios de aprendizaje y mejorar con ello la atención veterinaria de los pacientes.
- Seguir las indicaciones y guía del jefe y/o subjefe de guardia.

C) PASANTÍAS HOSPITALARIAS

Objetivos y Misión

Que el alumno profundice en el campo de su interés a través de oportunidades extracurriculares, siguiendo la guía e indicaciones del docente a cargo.

Requisitos Específicos

- Cumplir con las exigencias académicas necesarias para inscribirse a la pasantía elegida: Ser alumno regular de la carrera; Cumplir con la regularidad o aprobación de la/s asignatura/s requerida/s para la pasantía correspondiente; Cumplir con un promedio mínimo de 6.
- Tener un mínimo de disponibilidad horaria requerida para la pasantía correspondiente.
- Tener real interés y motivación por aprender y/o profundizar en el campo de la pasantía elegida.

Contar con conocimientos requeridos según corresponda:

◆ PARASITOLOGÍA

- Conocer los métodos de recolección y conservación de muestras coproparasitológicas para su posterior análisis.
- Saber la teoría de los diferentes métodos de análisis coproparasitológicos usados para aplicar en el laboratorio.
- Tener conocimiento del uso del microscopio y manejo de equipo de laboratorio.

◆ CITOLOGÍA

- Conocer los métodos de recolección, conservación y procesamiento de muestras para su posterior análisis.
- Saber la teoría de los diferentes métodos de tinción usados para aplicar en el laboratorio.
- Tener conocimiento del uso del microscopio y manejo de equipo de laboratorio.

◆ BIOQUÍMICA

- Conocer los métodos de recolección, conservación y procesamiento de muestras para su posterior análisis.
- Conocer la teoría de las diferentes técnicas de estudios sanguíneos y de orina aplicados en el laboratorio.
- Tener conocimiento del uso del microscopio y manejo de equipo de laboratorio.

◆ CARDIOLOGÍA

- Tener conocimiento básico de anatomía y fisiología del sistema cardiovascular.

Funciones y Responsabilidades

Generales

- Participar en diversos procedimientos prácticos,

según corresponda.

- Mantener el orden y la limpieza del lugar de trabajo.
- Profundizar sus conocimientos y participar en actividades de revisión, investigación y discusión de temas, relacionados a cada pasantía, con los docentes y otros estudiantes, a fin de aprovechar los espacios de aprendizaje.

Específicas

Cumplir con las actividades y labores asignadas por el docente a cargo según corresponda:

◆ PARASITOLOGÍA

- Reconocer las diferentes estructuras parasitarias a la observación del microscopio.
- Llevar un registro correcto y ordenado de las pruebas realizadas cada día.
- Colaborar en la elaboración de informes con los resultados obtenidos.

◆ CITOLOGÍA

- Preparar y examinar muestras de tejido o líquido corporal obtenidas, siguiendo los protocolos y técnicas adecuadas para su procesamiento.
- Reconocer las diferentes estructuras celulares a la observación del microscopio.
- Participar en el mantenimiento y calibración de equipos y herramientas utilizadas, como microscopios y colorantes.
- Llevar un registro de las pruebas realizadas cada día.

◆ BIOQUÍMICA

- Preparar soluciones y reactivos para pruebas de laboratorio.



Imagen 1.4 - Paciente canino en consulta clínica en Hospital Escuela.

- Reconocer las diferentes estructuras celulares a la observación del microscopio.
- Participar en el mantenimiento y calibración de equipos y herramientas utilizadas, como microscopios, centrifugadoras y colorantes.
- Mantener registros precisos de todos los procedimientos de prueba y resultados.

◆ CARDIOLOGÍA

- Cuidar y hacer un manejo adecuado del equipo usado para el electrocardiograma.
- Colaborar en la realización de exámenes de diagnóstico, como electrocardiogramas, ecocardiograma, radiografías y pruebas de laboratorio.
- Preparación y seguimiento de pacientes, para procedimientos de diagnóstico y tratamiento, asegurándose de que estén cómodos y tranquilos.
- Realizar los registros, detallando la información de los pacientes, incluyendo historia médica, los resultados de exámenes y procedimientos administrados y cualquier otro dato relevante.

1.4 | ASPECTOS ÉTICOS DE LA PROFESIÓN DE MÉDICO VETERINARIO

Ud. tiene en sus manos el Manual de Procedimientos para el Hospital de la FAZyV.

En este Manual encontrará las indicaciones de todos los procedimientos que deberá aplicar durante la atención de sus pacientes.

Nuestra profesión tiene varias particularidades. Una de ellas, es que en el **“acto médico veterinario”**, interviene una tríada que no se observa en ninguna otra profesión: **“Paciente-Cliente-Profesional”**. Si bien nuestro “objeto” de trabajo es el animal, en la relación profesional tratamos con el propietario como un interlocutor válido entre nuestro paciente y nosotros. Por ello, es que debemos hacer algunas consideraciones relacionadas con cada uno de los integrantes de esta tríada.

Nuestra profesión cuenta con un **“Código Deontológico”** que nos brinda los principios de acción que debemos tener los Médicos Veterinarios durante nuestro ejercicio profesional, de tal manera que nuestro accionar esté orientado al beneficio de nuestros pacientes, de sus dueños y a la búsqueda del bien común de toda la sociedad.

Este Código Deontológico se sustenta en principios éticos, de tal forma que nuestra conducta como Veterinarios debe estar acorde a aquello que es “racionalmente bueno” para todos los integrantes de esa tríada que hablamos en párrafos anteriores.

Nuestra conducta como médicos veterinarios hablará de nosotros como personas y será el reflejo de lo que es y representa nuestra profesión en la sociedad.

La ética es una ciencia que estudia el comportamiento moral de los hombres en la sociedad, y es aquí en donde se fundamentan las prácticas buenas y deseables de cada cultura. Nos brinda los argumentos por los cuales debemos comportarnos de una determinada manera.

Cuando aplicamos esos principios éticos a nuestra profesión, surge el “Código Deontológico” o “Código de ética profesional” en donde se enumeran los deberes que se le imponen a los profesionales en el ámbito de su actividad profesional.

En nuestra provincia, la Ley de ejercicio profesional es la Ley N° 6.661. En el anexo II de su reglamentación, encontramos el mencionado Código Deontológico, el cual cuenta con diferentes artículos que nos indican determinados principios generales, deberes que tenemos para con los colegas y profesiones afines, para con los clientes, para con nuestros auxiliares y también menciona determinadas prohibiciones que tenemos los Médicos Veterinarios.

Las actividades que desarrollamos los docentes y los alumnos en el ámbito hospitalario, no están exentas de su análisis, bajo la óptica del Código Deontológico.

En esa tríada de la que hablamos, interviene:

EL PROFESIONAL:

Nos indica como debemos actuar desde el punto de vista ético. No olvidemos que nuestro accionar como Médicos Veterinarios es el reflejo de la formación ética que nos brinda la facultad y no solo habla de nosotros, sino que enaltece o degrada nuestra profesión.

Por eso, en el art. 2 nos dice que estamos obligados a *“cumplir y hacer cumplir todas las leyes, ordenanzas, reglamentos y disposiciones emanadas de las autoridades nacionales, provinciales y municipales competentes”*.

Debemos acrecentar permanentemente nuestra capacidad científica y técnica, formándonos y actualizándonos para brindar un mejor servicio a nuestros pacientes.

Estamos llamados a contribuir activamente en el

fortalecimiento de los vínculos con los colegas. El trato respetuoso y cordial entre compañeros y colegas, habla muy bien del profesional y de la profesión. Los comentarios que hacemos a los clientes sobre nuestros colegas nunca deben ser negativos ni descalificadores. Si creemos que el accionar de nuestros colegas menoscaban el prestigio de nuestra profesión, existen procedimientos que se encuadran dentro de las normas de ética del Colegio.

A los clientes los ganamos a partir de nuestro arte y nuestro saber, y no descalificando al colega. Por esto debemos brindar nuestros conocimientos sin ningún tipo de restricción, demostrando nuestra calidad profesional valiéndonos por lo que hacemos y sabemos. Si otro colega sabe más que yo o brinda un servicio mejor que el mío, el camino correcto es prepararnos para mejorar y superarnos de tal forma que podamos ser competitivos. Estas ansias de superación nos harán crecer como personas y como profesionales.

No debemos permitir que se cometan actos de injusticia en perjuicio de los colegas, y debemos contribuir a su reparación si es que estuviera a nuestro alcance.

Enaltecer nuestra profesión no solo se logra actuando en procura de una superación personal, sino que también debemos comprometernos en la lucha contra el ejercicio ilegal de la medicina veterinaria. Un estudiante puede cometer ejercicio ilegal cuando atiende a un paciente sin la autorización o supervisión de un profesional. Un Médico Veterinario permite el ejercicio ilegal cuando le asigna al estudiante o a su auxiliar, responsabilidades que no le competen, sin su supervisión.

Uno de los aspectos que caracterizan a los estudiantes y a los profesionales durante toda su carrera, es su constante formación. Nos formamos para brindar un servicio. En nuestras manos están las vidas de muchas mascotas y el capital de muchos productores

que confían en nosotros. Es un deber ético brindarles nuestros conocimientos sin restricciones de ninguna naturaleza.

EL PACIENTE:

Cuando hacemos clínica, nuestro objeto directo de trabajo son los animales.

Podemos leer una frase de Virginia Henderson que describe la actitud de las enfermeras ante los pacientes y que perfectamente se puede aplicar a cualquier ciencia de la salud, incluida la nuestra: *“Si puedes curar, cura. Si no puedes curar, alivia. Si no puedes aliviar, consuela. Y si no puedes consolar, acompaña”*

Aquí podemos tomar dimensión de la complejidad de nuestra profesión en la que debemos interactuar con nuestro paciente y su propietario. No nos limitamos solo a curar, sino que somos el apoyo de aquellos que confiaron en nosotros y pusieron en nuestras manos la vida de aquello que representa una parte importante de sus vidas: su mascota.

No siempre podremos curar. Pero siempre podremos brindar una palabra de consuelo ante situaciones que son irreversibles.

Nuestras horas de estudio, nuestros desvelos, nuestro esfuerzo tienen una razón de ser: intentar curar o aliviar.

Los pacientes son nuestra prioridad. Tenemos que sustentar nuestro accionar como Veterinarios, en dos principios básicos de la bioética: La beneficencia y la no maleficencia.

El primero nos “obliga” a actuar en beneficio de nuestros pacientes, el segundo es de carácter restrictivo y nos “impide” causarle algún perjuicio.

EL TUTOR:

Debemos ser conscientes que en el acto médico, estamos representando a nuestra profesión; No solo es un acto individual “veterinario-paciente-tutor”. El tutor está pasando por un momento de aflicción y

“Nos formamos para brindar un servicio. En nuestras manos están las vidas de muchas mascotas y el capital de muchos productores que confían en nosotros. Es un deber ético brindarles nuestros conocimientos sin restricciones de ninguna naturaleza”

busca en nosotros el apoyo necesario para aliviar su preocupación. Nuestro trato debe ser cordial, empático y tendiendo a obrar favorablemente en el ánimo del tutor. Nuestro accionar se debe limitar a nuestra actividad profesional, a lo estrictamente indispensable y compatible con las necesidades de la misión que nos toca cumplir.

Nuestra función es aplicar nuestros conocimientos para curar o aliviar un sufrimiento. Nosotros recomendamos un acto médico o quirúrgico que creemos que es el mejor. Aún así, debemos respetar lo que en bioética conocemos como la “autonomía” del tutor, entendiéndose la misma como “la capacidad de decidir sobre el destino de su mascota”, eligiendo lo que considere mejor, aunque esa decisión vaya en contra de nuestro consejo.

Muchas veces nos va a tocar dar noticias desagradables, las cuales debemos saber transmitir con la mayor empatía posible, entendiendo que una pérdida puede traer un sufrimiento muy grande y puede desencadenar alteraciones emocionales en las personas. Sería recomendable estar preparados y formados en este aspecto.

NORMAS DE CONDUCTA DE LOS ESTUDIANTES EN EL HOSPITAL ESCUELA DE LA FAZyV

El paso de los estudiantes por nuestro Hospital, implica que deben respetarse ciertas normas de convivencia que posibiliten un buen funcionamiento de los servicios brindados a la comunidad, tratando que los mismos sean de excelencia. Permitirán asimismo, brindar un ambiente ordenado y confortable para que los estudiantes aprovechen al máximo las horas dedicadas a su formación en el Hospital.

- El alumno deberá seguir en todo momento las indicaciones de los profesores a cargo.
- La vestimenta debe ser adecuada al ambiente universitario en el que se encuentran y deben tener siempre durante el tiempo de atención un guardapolvo o un ambo que los identifique como estudiantes.
- Se debe mantener en todo momento una actitud respetuosa y responsable con los pacientes, clientes y personal asistencial, estando terminantemente prohibido cualquier forma de maltrato a los animales.
- Se guardará absoluta discreción acerca de la infor-

mación que pueda conocer de los pacientes, que debe considerar secreto profesional, estando prohibido distribuir imágenes, partes de imágenes, historias clínicas o partes de historias clínicas a través de internet u otro medio de difusión.

- Se procurará guardar silencio, comportarse con suma corrección y respeto hacia los pacientes y sus dueños.
- Se mostrará un cuidado extremo hacia el material del Hospital, procurando hacer un buen uso del mismo.
- En áreas especiales del Hospital, únicamente se entrará cuando el veterinario responsable lo indique.
- No está permitido comer ni beber en el Hospital, salvo los sectores externos y cuando no se esté atendiendo a los pacientes.
- No está permitido dar de comer ni de beber a los pacientes, sin autorización del veterinario responsable.
- En el Hospital los teléfonos móviles deberán estar en modo de silencio o vibración, estando prohibida su utilización en consultorios, quirófanos, y áreas de hospitalización; Para realizar o recibir llamadas o mensajes de texto, deberá salir al exterior del edificio.
- En las salas de atención, los estudiantes no deben tener uñas sucias o pintadas, pulseras, colgantes, anillos, cadenas, collares, o cualquier objeto que supongan riesgos laborales y de transmisión de enfermedades a pacientes
- El alumno deberá colaborar con el personal del Hospital y seguir sus instrucciones, observando las siguientes indicaciones:

1- Asistencia a las consultas

- El alumno atenderá en todo momento a las indicaciones del veterinario encargado del caso.
- Si le surgiese alguna duda, deberá consultar al veterinario que lleve el caso cuando los propietarios del paciente no se encuentren presentes.
- Delante de los propietarios, los alumnos no deben manifestar opiniones diagnósticas, pronósticas ni terapéuticas, y en ningún caso podrá realizar ningún tipo de indicación terapéutica a los clientes.
- El alumno debe acudir con guardapolvo o ambo, termómetro, fonendoscopio, libreta pequeña y bolígrafo; deberá llevar calzado adecuado para la atención de grandes animales (botas de goma).
- Después de cualquier procedimiento, los alumnos ayudarán a limpiar la mesa y el material correspondiente.

2- Asistencia a los quirófanos

- Si le surgiese alguna duda durante la intervención deberá manifestársela al cirujano teniendo en cuenta que en determinadas circunstancias la atención del cirujano puede estar centrada exclusivamente en la intervención quirúrgica.
- Se tendrá un especial cuidado en no acercarse a la zona estéril del quirófano (cirujanos, paciente, mesa de material, etc.).
- Deberá seguir siempre al pie de la letra cualquier indicación que le haga el personal del quirófano, sin tomar nunca ninguna iniciativa por su cuenta.
- El alumno debe acudir al quirófano con los elementos que le indique el cirujano a cargo.
- El alumno debe acudir con ropa de quirófano limpia al comenzar la práctica, abrochada en todo momento
- Para el acceso a quirófanos será imprescindible el uso de gorro, mascarilla.

3- Asistencia a la zona de hospitalización

- El alumno atenderá en todo momento a las indicaciones del personal responsable de los animales hospitalizados.
- El alumno debe contribuir con su comportamiento a mantener una situación de tranquilidad para los animales hospitalizados.
- Está prohibido sacar a pasear, manipular o meter las manos en los habitáculos de los pacientes hospitalizados sin autorización expresa de los responsables de los mismos.

4- Toma de datos de los historiales y de imágenes

- En los datos que se extraigan de las historias clínicas nunca estarán incluidos ni los de los propietarios ni los del paciente (nombre, nº de microchip, etc.), exceptuando aquellos que sean de importancia para el caso (edad, especie, raza, sexo, etc.) y nunca se podrán hacer fotografías de las fichas.
- Las fotografías/vídeos de los casos los realizará el personal del Hospital.
- Toda la información contenida en los historiales como así también los datos personales de los propietarios son estrictamente confidenciales. La copia de historiales está permitida únicamente con finalidad docente.

5- Asistencias a guardias

- Los alumnos asignados a guardias deberán estar

presentes en el Hospital durante la duración completa de la guardia, salvo cuando no haya casos hospitalizados que requieran una atención continuada; en dicho caso, deberán indicar al veterinario responsable de la guardia un teléfono móvil de contacto, y presentarse en el Hospital de inmediato en caso necesario.

- Los alumnos deberán presentarse en el Hospital a la hora asignada. La no asistencia a una guardia, sin justificación, será considerada una falta muy grave.

1.5 | NORMAS HOSPITALARIAS GENERALES

1. Triage
2. Admisión del paciente
3. Consentimiento Informado
4. Elaboración Historia Clínica
5. Estudios complementarios
6. Derivación
7. Plan de alta médica
8. Higiene y Seguridad Hospitalaria

1. TRIAGE

El Triage es la selección y clasificación del animal en niveles de asistencia médica. Los modelos veterinarios se basan en los modelos de medicina humana y son aplicables hoy en día para poder determinar que paciente requiere asistencia de urgencia o no. Existen clasificaciones tanto por grados o por colores, con una evaluación primaria del sistema cardiovascular, nervioso y urinario.

Triage por Aparatos o Sistemas:

➔ Respiratorio

- Patrón respiratorio alterado (disnea mixta, ortopnea, respiración de kussmaul)
- Auscultación (ausencia de sonidos respiratorios)
- FR, 10 a 40 caninos, 20 a 30 felinos.
- Saturación de oxígeno (vet30, normal 98%)
¡GATO CON ORTOPNEA, ALERTA ROJA!

➔ Cardiovascular

- TLC, no mayor a 2 segundos.

TRIAGE I REANIMACIÓN	TRIAGE II EMERGENCIA	TRIAGE III URGENCIA	PRIORIDAD IV NO URGENCIA	PRIORIDAD V NO URGENTE
Condición de salud extrema que amenaza la vida del paciente. Requiere una intervención médica inmediata.	Situación de alto riesgo que representa potencial amenaza de su estado de salud. Debe recibir una atención médica rápida.	Condición aguda, no amenazante de la vida. Requiere consulta médica no inmediata.	Condición de salud que puede ser aguda, pero no compromete el estado general del paciente y no representa un riesgo evidente.	Condición clínica relacionada con problemas agudos o crónicos sin evidencia de deterioro que comprometa el estado general de paciente. No representa un riesgo evidente para la vida.
ATENCIÓN: Inmediata. 1	ATENCIÓN: Dentro de los siguientes 30 minutos. 2	ATENCIÓN: Hasta 2 horas. 3	ATENCIÓN: De 2 hasta 4 horas. 4	ATENCIÓN: Cita por consulta externa. 5

Imagen 1.5 - Cuadro de categorización del TRIAGE.

- PAM, vet30, 80/120 caninos, 100/150 en felinos.
- FC, 70 a 120 caninos, 110 a 140 felinos. SNC
- Glasgow score en TCE. (Ver Imagen 1.12)

➔ Urinario

- Uretra permeable o no.
- Como detallamos a través del triage se prioriza la atención de pacientes en situaciones de emergencia, basándose en las prioridades de atención y en las posibilidades de supervivencia de acuerdo a las necesidades terapéuticas. El primer triage es el telefónico, donde debemos determinar si el animal necesita ser evaluado por un veterinario en forma urgente, proporcionar información para realizar los primeros auxilios del animal, y calmar al dueño del mismo, al existir similares formas de categorización la guardia y el profesor tutor deben acordar el sistema que usarán en este manual presentamos algunas opciones, todas igualmente válidas.

ABCDE A LA HORA DE INTERVENIR UN PACIENTE

• A = VÍA AÉREA (AIRWAYS)

Se enfoca en la evaluación y aseguramiento de las vías respiratorias del paciente. Se menciona la importancia de verificar si están permeables y si hay dificultad para respirar. Se propone despejar obstrucciones extendiendo el cuello del paciente y realizando tracción lingual manual o instrumental. Luego se indica el uso de oxigenoterapia mediante diferentes métodos

según la gravedad del caso, incluyendo ventilación mecánica en situaciones críticas como traumas graves.

En el manejo quirúrgico se puede considerar la intubación endotraqueal para casos específicos como apneas severas o traumas graves de las vías respiratorias. Se menciona también la punción cricotiroidea como una opción de intervención urgente, y la traqueostomía en circunstancias que requieran una intervención más prolongada.

• B = VENTILACIÓN (BREATHING)

Se trata de la evaluación de la respiración, prestando atención a sonidos anormales que pueden indicar diversas condiciones como neumotórax o fracturas de costillas. Se recomienda iniciar con ventilaciones con presión positiva y oxígeno al 100%, seguidas de una frecuencia específica de ventilación para mantener la oxigenación adecuada.



Imagen 1.6 - Esquema ABCD de emergencias.

LOCALIZACIÓN DE LA LESIÓN EN VÍAS RESPIRATORIAS Y SUS SIGNOS

VÍAS AÉREAS SUPERIORES	Ventilación alta y ruidosa.
VÍAS AÉREAS INFERIORES	Espiración prolongada con crepitaciones y silbidos.
PARÉNQUIMA PULMONAR	Taquipnea con crepitaciones o sonidos pulmonares aumentados.
ESPACIO PLEURAL	Ventilación superficial rápida con esfuerzo abdominal y sonidos pulmonares disminuidos.

De ser necesario, tenemos como manejo quirúrgico la toracocentesis o drenaje torácico: se indica en situaciones diagnósticas (neumotórax, hemotórax, quilotórax), y terapéuticas, para aliviar los signos que produce la ocupación del espacio pleural.

- C= CIRCULACIÓN**

Esta sección se centra en la evaluación de la circulación del paciente, prestando atención a la coloración de las mucosas. Se sugiere iniciar una vía endovenosa como primera medida y se discute el manejo de hemorragias externas con vendajes compresivos. También se menciona el manejo de la hipotermia en emergencias.

Medición de la Presión Arterial

- Perros:** PAS de 110 a 140 mmHg, y para la PAD de entre 55 a 90-95 mmHg.
- Gatos:** 120 a 160 mmHg de PA sistólica y de 50 a 100 mmHg de PAD.

PAM de entre 80 a 120 mmHg, por debajo de estos valores, hay hipotensión, y por debajo de 60 se debe implementar vasopresores de manera urgente (epinefrina y noradrenalina).

- D = DETERIORO NEUROLÓGICO**

Aquí evaluaremos el estado y nivel de consciencia del paciente, veremos cómo se encuentran sus pupilas, su reflejo fotomotor, si presenta actividad motora. Para tener una referencia podemos guiarnos de la escala de Glasgow (Ver Imagen 1.7 y 1.8).

- E= EXPOSICIÓN, EXAMEN, ENTORNO**

Esta fase implica una evaluación externa inicial y rápida para identificar los factores causales de la emergencia, así como para anticipar posibles complicaciones derivadas de la progresión del cuadro inicial o de los tratamientos administrados.

SOPORTE VITAL BÁSICO B y C

- ➔ **FLUIDOTERAPIA:** Signos de HIPOVOLEMIA por ejemplo pueden presentar taquicardia (perros >150 L/min, gatos >180 l/min), taquipnea, mucosas pálidas frías y secas, venas periféricas colapsadas, pulso débil, TLC mayor a 1-2 seg, hipotermia, oliguria/anuria y PAM < 80 mmHg.

ESTADO DE MUCOSAS SEGÚN COLORACIÓN

COLOR DE MUCOSAS	RESULTADO
ROSA PÁLIDO	Normal
ROJO FUERTE	Congestión (toxinas, septicemia, golpe de calor, humo, cardiopatía)
PÁLIDAS (BLANCO)	Shock o hemorragia
CIANÓTICAS (AZUL MORADO)	Falta de oxígeno, disnea grave y cardiopatía
ICTÉRICAS HEMÓLISIS (AMARILLAS)	Insuficiencia hepática

GATOS

Escala de Glasgow (Composite measure pain feline – CMP- feline)

Marca con un círculo la puntuación correspondiente en cada lista y suma todas para conocer la puntuación total

A. OBSERVA AL GATO EN LA JAULA / TRANSPORTÍN, ¿CÓMO ESTÁ EL GATO?			
Pregunta 1		Pregunta 2	
Tranquilo/maúlla/ronronea	0	Relajado	0
Llora / gime / gruñe	1	Se relame	1
Pregunta 3		Inquieto, encogido en la parte posterior de la jaula / transportín	
Ignora las heridas o zonas dolorosas		0	
Se mira la herida o zona dolorosa		1	
		Rígido, encorvado	
		4	
Pregunta 4			
a) Rodea cuál representa mejor la posición de las orejas		b) Rodea el que más se parezca al hocico del gato	
 0 1 2		 0 1 2	
B. ACÉRCATE A LA JAULA, LLAMA AL GATO POR SU NOMBRE Y ACARÍCIALO A LO LARGO DEL LOMO, DE LA CABEZA A LA COLA			
Pregunta 5. ¿Responde a la caricia?	0 Sí	1 No	2 Agresivamente
C. SI TIENE UNA HERIDA O UNA ZONA DOLORIDA, PRESIÓNALA SUAVEMENTE 5 CM ALREDEDOR. SI NO TIENE UNA ZONA DOLORIDA, PRESIONA SUAVEMENTE EL MUSLO POR ENCIMA DE LA RODILLA			
Pregunta 6. ¿Qué hace?		Pregunta 7. Impresión general	
No hace nada		0	
"Barre" con la cola/aplana las orejas		1	
Llora, "silba"		2	
Gruñe		3	
Muerde / ataca		4	
		Feliz y contento	
		0	
		Desinteresado / tranquilo	
		1	
		Ansioso / con miedo	
		2	
		Aburrido	
		3	
		Deprimido / gruñón	
		4	

PUNTUACIÓN TOTAL (1.+2.+3.+4.+5.+6.+7.) = _____ Reconsiderar analgésicos cuando CMP-feline > 5/20

Imagen 1.7 - Escala de Glasgow para felinos. Universidad Complutense de Madrid (HCV)

PERROS

Escala de Glasgow (Composite measure pain score-short form/ CMPS-SF)

Marca con un círculo la puntuación correspondiente en cada lista y suma todas para conocer la puntuación total

A. OBSERVA AL PERRO EN LA JAULA. ¿Cómo está el perro?		*B. PONLE UNA CORREA Y GUÍALO FUERA DE LA JAULA	
1.	2.	3. Cuando se levanta/camina, ¿cómo lo hace?	
Tranquilo	0	Ignora las heridas o zonas dolorosas	0
Llora o gime	1	Se mira la herida o zona dolorosa	1
Se queja	2	Se lame la herida o zona dolorosa	2
Aúlla	3	Se frota la herida o zona dolorosa	3
		Se muerde la herida o zona dolorosa	4
		Con normalidad	0
		Cojea	1
		Lenta mente o se resiste	2
		Está agarrotado	3
		No quiere moverse	4
**En el caso de existir fracturas en la columna vertebral, en la pelvis o en más de una extremidad o si el perro necesita ayuda para moverse, sátese la sección B y vaya a la C. Por favor, marque la casilla si se trata de uno de estos casos ☐ y vaya a la sección C			
C. Si presenta herida o dolor en alguna zona, incluido el abdomen, presiona suavemente alrededor de la zona a una distancia de 5 cm.		D. Estado general.	
4. ¿Qué hace el perro?		5. ¿Cómo está el perro?	
No hace nada		0	
Mira a su alrededor		1	
Se encoge de dolor		2	
Gruñe / protege la zona		3	
Suelta una dentellada		4	
Llora		5	
		Alegre y contento o alegre y con ganas de jugar	
		0	
		Tranquilo	
		1	
		Indiferente o no muestra interés por el entorno	
		2	
		Nervioso, ansioso o temeroso	
		3	
		Abatido o no reacciona a estímulos	
		4	

PUNTUACIÓN TOTAL (1.+2.+3.+4.+5.+6.) = _____ Reconsiderar analgésicos cuando CMPS > 6/24 ó 5/20

Imagen 1.8 - Escala de Glasgow. Perros. Universidad Complutense de Madrid (HCV).

CÁLCULO DE PORCENTAJE DE DESHIDRATACIÓN SEGÚN SIGNOLOGÍA

% DESHIDRATACIÓN	SIGNOS CLÍNICOS
< 5%	No detectable
5 - 6%	Leve pérdida de elasticidad cutánea
6 - 8%	- Claro retardo en el retorno del pliegue cutáneo - Leve aumento del tiempo de llenado capilar - Ojos levemente hundidos en sus órbitas - Mucosas pueden estar secas
10 - 12%	- Pliegue cutáneo no retorna a su posición - Marcado retardo en el tiempo de llenado capilar - Ojos claramente hundidos en sus órbitas - Mucosas secas - Probables signos de shock (taquicardia, extremidades frías, pulso rápido y leve)
12- 15%	- Signos marcados de shock - Muerte inminente

Solución a administrar:

- Cristaloides isotónicos**
(Ringer Lactato, NaCl 0,9%)
5-10 ml/kg en 15 min (son aquellas que tienen la misma concentración de solutos que otra solución).
- Cristaloides hipertónicos**
(NaCl 7,5%)
5 ml/kg en 15 min.
- Coloides**
(gelatinas, almidones y dextransos)
5 ml/kg en 20 min.

Realizar terapia de metas:

- Goteo Reposición/Reemplazo:
 $\% \text{ deshidratación} \times 10 \times \text{peso}$
- Goteo Mantenimiento:
 $(\text{Peso} \times 30) + 70$
- TOTAL: mantenimiento + reposición

REANIMACIÓN CARDIOPULMONAR

Máxima prioridad: compresión cardíaca con mínima interrupción.

Animales pequeños (imagen "a"):

- Coloca al animal en decúbito lateral (de costado) con la cabeza más baja que el cuerpo.
- Agarra el pecho con una mano, justo detrás de los codos.
- Coloca la otra mano sobre el lomo del perro.
- Comprime las costillas con el pulgar y los dedos mientras la otra mano sostiene el cuerpo.

Perros medianos (imagen "b"):

- Si es posible, coloca al animal en decúbito lateral con la cabeza más baja que el cuerpo.
- Pon el talón de una mano en el pecho justo detrás del codo.
- Coloca el talón de la otra mano sobre la primera mano.
- Aplica presión con firmeza:



DIAGRAMA DE CÓMO PROCEDER ANTE PARADA CARDIORRESPIRATORIA

- Hacia abajo para dar masajes al corazón.
- Hacia arriba para empujar la sangre hacia el cerebro.

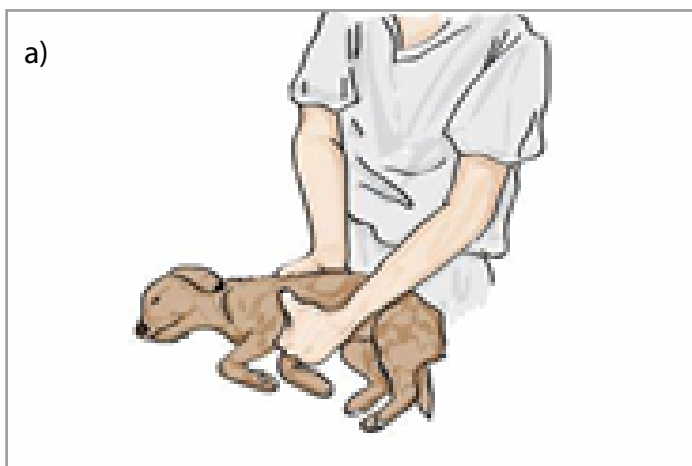
Perros grandes (imagen “c”), de pecho plano (imagen “d”) o muy gordos (imagen “f”):

- Coloca al perro en posición de decúbito supino (boca arriba), con la cabeza más baja que el cuerpo si es posible.
- Pon el talón de una mano en el esternón (hueso del pecho).
- Coloca el talón de la otra mano sobre la primera mano.
- Oprime con firmeza, comprimiendo las paredes

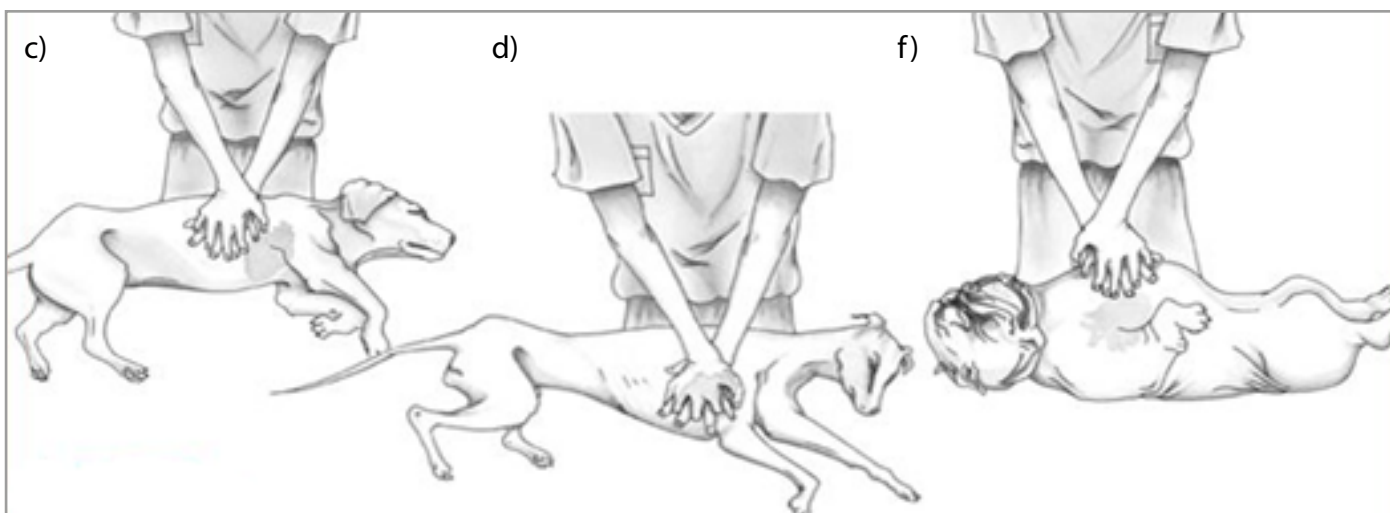
del pecho y presionando en dirección al cuello. Sé vigoroso, pero no presiones demasiado fuerte.

Repetir esta acción de bombeo 120 veces por minuto usando compresiones rápidas pero firmes.

Aplicar masaje cardíaco por 2 minutos (NUNCA MENOS QUE ESO) después de ese tiempo se puede parar para dar respiración, intubar, controlar pulso, hacer una vía, administrar drogas pero solo por 5-10 segundos. Continuar con masaje cardíaco hasta que el pulso regrese, después, concentrarse completamente en la respiración artificial. El tiempo máximo de reanimación se estima de hasta 20 minutos.



Imágenes 1.9 y 1.10 - Imágenes tomadas de: *Cómo y cuándo darle RCP a mi perro* - Prensa Animal



Imágenes 1.11 - Imágenes tomadas del Centro Veterinario Leuka: Reanimación cardiopulmonar en Perros y Gatos (RCP)

2. ADMISIÓN DEL PACIENTE

ADMINISTRACIÓN y RECEPCIÓN del HEPA:

- La administración del Hospital Escuela será responsabilidad de su director, para lo cual designará al personal auxiliar necesario, previo acuerdo con la CDHE (Comisión Directiva del Hospital Escuela).
- La CDHE fijará los aranceles de todas las prestaciones médicas y/o quirúrgicas que genere cada Servicio. Esta tarea se deberá realizar en marzo y agosto de cada año.
- Se dispondrá de un Área Administrativa, para la coordinación y reserva de turnos y horarios, cobro de aranceles e información general del HE.
- La Recepción tendrá a su cargo las siguientes funciones:
 - Informar a los Tutores el carácter de arancelado de los servicios del HE.
 - Completar los datos del Tutor y del paciente en la Historia Clínica.

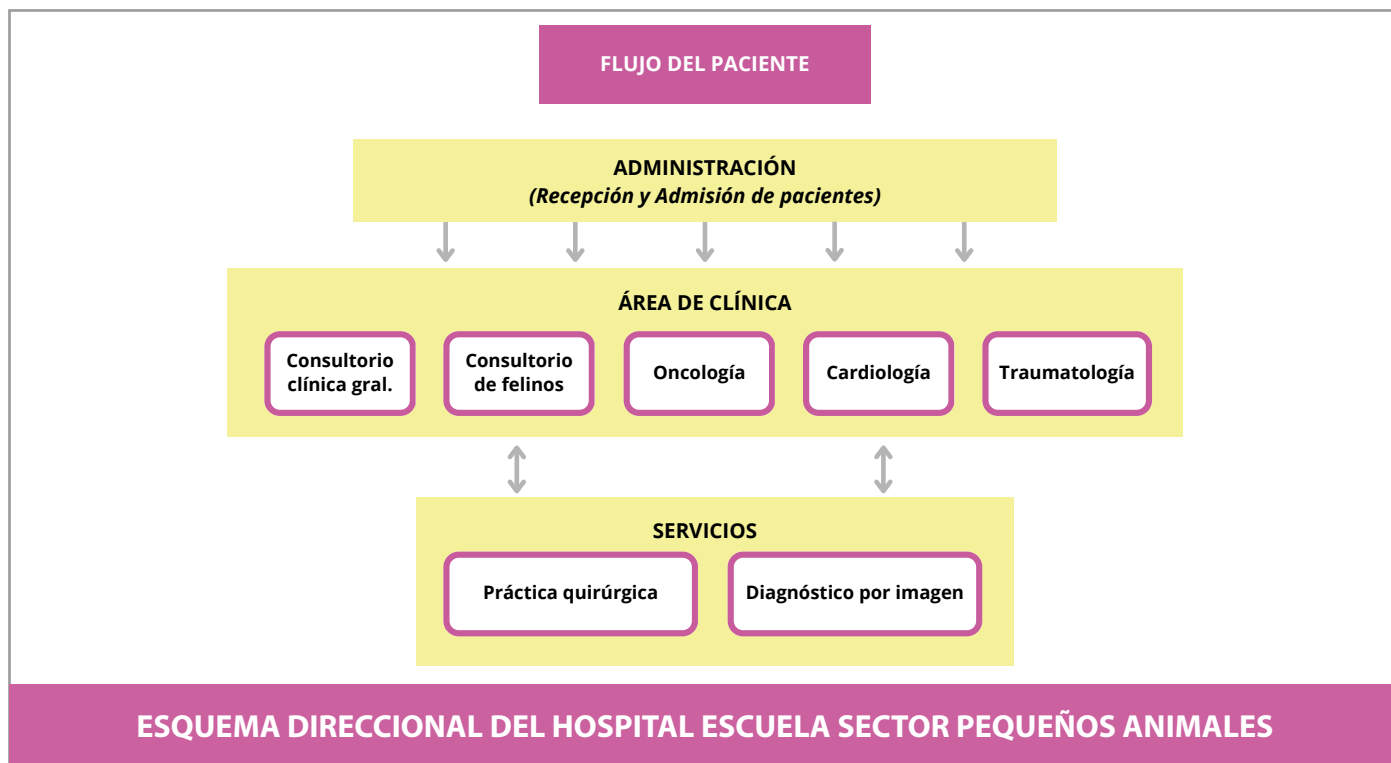
- Organizar la lista de pacientes para cada servicio.
- Cobrar la consulta, bono contribución o arancel establecido y llevar registros.
- Cobrar el arancel final de acuerdo a las prácticas realizadas al paciente, en cada servicio.
- Rendir los fondos recaudados semanalmente a la FAZyV.

ASIGNACIÓN DE TURNOS:

Se hará por consulta telefónica o acudiendo de forma presencial a la oficina de administración del hospital.

CONDICIONES PARA LA CONCURRENCIA DE PACIENTES:

- En caninos es obligatorio el uso de bozal y correa.
- Los felinos deberán asistir contenidos en un medio transportador seguro, ej.: de plástico rígido, bolsos de tela, mochila etc. No se harán excepciones.



- Se exigirá el certificado de vacunación antirrábica al día.
- Solo se admitirán 2 (dos) propietarios por paciente.
- De ser posible se consultará al propietario si puede llevar una muestra de materia fecal del paciente para realizar un coproparasitológico.

3. CONSENTIMIENTO INFORMADO

En el área de Administración del hospital, el tutor debe firmar el consentimiento informado. Sin esta firma, el paciente no podrá recibir atención.

4. ELABORACIÓN DE LA HISTORIA CLÍNICA

En el área de espera, se consultará al tutor para obtener la anamnesis del paciente, realizada por el profesor o algún estudiante, y se procederá con la elaboración de la historia clínica. Una vez completada esta etapa, el paciente ingresará solo al consultorio, donde será atendido por el docente y los alumnos en servicio.

5. ESTUDIOS COMPLEMENTARIOS

Si se requieren estudios complementarios, los alumnos

y docentes responsables completarán la ficha correspondiente y seguirán los procedimientos descritos en los capítulos pertinentes al estudio solicitado.

6. DERIVACIÓN A UN ÁREA ESPECIALIZADA

Si el paciente necesita ser derivado a un área especializada del hospital, el tutor deberá regresar a la recepción y solicitar un turno disponible para su mascota. En el caso de que se necesite una cirugía y el hospital tenga disponibilidad para el mismo día solicitado, el paciente será sometido a una evaluación previa antes de proceder con la intervención quirúrgica. Si no hay disponibilidad de turno para el mismo día, se asignará uno según el procedimiento estándar utilizado para todas las demás especialidades.

7. PLAN DE ALTA MÉDICA

Una vez que el paciente ha completado su consulta y los controles necesarios, el profesional a cargo podrá dar de alta a la mascota, informando al tutor correspondiente y enviando la documentación del paciente al sector administrativo correspondiente.

8. HIGIENE Y SEGURIDAD HOSPITALARIA

GENERALIDADES SOBRE HIGIENE Y SEGURIDAD EN HOSPITALES VETERINARIOS

INTRODUCCIÓN

La salud de los trabajadores es uno de los bienes más importantes con los que cuenta una organización, no sólo contribuye a la productividad y aumento de los ingresos económicos sino que también motiva, satisface y mejora la calidad de vida del trabajador, su familia y la sociedad.

La Salud Ocupacional se encarga de promover y mantener el mejor nivel de salud posible en los trabajadores de todas las áreas, prevenir cualquier lesión originada por las condiciones de trabajo y adaptar el trabajo a la persona y cada trabajador a su actividad (OIT/OMS 1950 -1995).

En el ámbito de la medicina veterinaria, además de lo anterior, toma especial importancia preservar la vida y la salud de los animales y proteger a la población de las enfermedades transmitidas por los animales.

Dentro de las disciplinas que contribuyen a controlar los factores de riesgo en el ámbito laboral podemos mencionar: Seguridad en el trabajo, Higiene laboral, Ergonomía, Psicología aplicada, Medicina del trabajo.

El presente capítulo puede servir de guía para encontrar algunas recomendaciones para la buena práctica médica veterinaria en materia de higiene y seguridad. De todas formas, debe considerarse que por la extensión del mismo no es posible un desarrollo a profundidad y que cada profesional o grupo de ellos deberá adaptarla a su realidad considerando siempre los lineamientos éticos y legales del área.

CONCEPTOS BÁSICOS DENTRO DE PREVENCIÓN LABORAL

Los trabajadores en medicina veterinaria están expuestos a una amplia variedad de riesgos para la salud y la seguridad en el puesto de trabajo. La correcta aplicación de medidas preventivas permite conservar la salud, evitar las enfermedades y lesiones, mejorando la calidad de vida y la productividad a la vez que disminuye las consecuencias.

Los trabajadores en medicina veterinaria están

expuestos a una amplia variedad de riesgos para la salud y la seguridad en el puesto de trabajo. La correcta aplicación de medidas preventivas permite conservar la salud, evitar las enfermedades y lesiones, mejorando la calidad de vida y la productividad a la vez que disminuye las consecuencias negativas de los siniestros, entre ellas, los costos relacionados y el ausentismo justificado.

Desarrollaremos algunos conceptos que nos ayuden a comprender la prevención:

- **Riesgo:** Probabilidad de que ocurra un fenómeno indeseado o daño. Implica la presencia de uno o más factores de riesgo (FR). Debido a que es imposible eliminar completamente el riesgo, es necesaria la aplicación de medidas preventivas para evitar las consecuencias de su exposición.
- **Daño:** Aparición o existencia de un evento indeseado. Ej. En salud: enfermedad, complicación o muerte.
- **Factor de riesgo:** Característica o atributo de individuos, grupos de individuos o del medio ambiente, cuya presencia se asocia con la probabilidad de padecer un daño. El FR precede al daño en su aparición. Los FR pueden ser controlados mediante medidas preventivas.
- **Accidente de trabajo (AT)** (Ley Nac. 24.557 – Art. 6): Acontecimiento súbito y violento ocurrido por el hecho u en ocasión del trabajo o en el trayecto entre el domicilio del trabajador y el lugar del trabajo (*in itinere*) siempre y cuando el damnificado no hubiere interrumpido o alterado dicho trayecto por causas ajenas al trabajo.
El *in itinere* puede modificarse por: estudio, trabajo, atención de un familiar directo enfermo no conviviente. Lo anterior debe comunicarse al empleador quien lo comunicará a la aseguradora de riesgos del trabajo (ART).
- **Incidente:** Cualquier proceso no esperado ni deseado que no da resultado negativo alguno (pérdidas de salud o lesiones a las personas) pero que puede ocasionar daños a la propiedad, a los equipos, a los productos, o al medioambiente y que podría haber terminado en accidente.
- **Condición insegura:** Es todo elemento de los equipos, la materia prima, las herramientas, las máquinas, las instalaciones o el medio ambiente que se convierte en un peligro para las personas, los bienes, la operación y el medio ambiente y que

bajo determinadas condiciones puede generar un incidente.

- **Acto inseguro:** Acciones u omisiones que tienen, al menos, el potencial de causar un accidente.
- **Enfermedad profesional (EP)** (Ley Nac. 24.557 – Art. 6): Son aquellas que se encuentran incluidas en el listado de enfermedades profesionales (LEP). El mismo identificará agente de riesgo, cuadro clínico, exposición y actividades en capacidad de determinar la enfermedad profesional.
Si fuera necesario revisar un caso no contemplado en el listado debe hacerse mediante una presentación en la comisión médica central (CMC).

Costos de los accidentes y las enfermedades profesionales:

El control de las exposiciones a los riesgos laborales es el método fundamental para proteger a los trabajadores de los riesgos en el puesto de trabajo.

La aplicación de la jerarquía de controles desarrollada por el National Institute for Occupational Safety and Health (NIOSH) en ayuda a determinar las soluciones de control más factibles y eficaces. Los métodos de control en la parte superior de la jerarquía (eliminación y sustitución) son los más eficaces para minimizar los riesgos; sin embargo, estas opciones pueden no ser posibles en algunas situaciones. El EPP siempre debe utilizarse cuando otros controles no pueden reducir eficazmente las exposiciones al riesgo.

TEORÍA DEL QUESO SUIZO

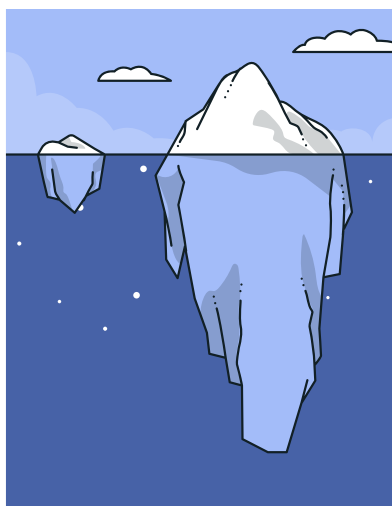
Los accidentes ocurren cuando las medidas de protección se dejan al azar y no existe un responsable del control de su implementación. La aplicación de medidas de diferentes jerarquías se realiza para evitar accidentes en caso que alguna falle. Se realiza una analogía con fetas de queso suizo y las capas de medidas preventivas donde los agujeros representan los errores. Los agujeros del queso pueden alinearse dando paso a la ocurrencia del accidente.

Para evitar esto deben seguirse diferentes líneas de acción para fortalecer la aplicación de las medidas de higiene y seguridad:

Creación y mantenimiento del interés en la seguridad tanto de parte del empleador como del trabajador.

- Valorar la atención en el trabajo.
- Evitar la exposición imprudente a los riesgos, capacitación continua sobre prácticas seguras, uso de productos y equipos.
- Mantener el lugar de trabajo limpio y ordenado.
- Exigir el uso de los Equipos de Protección Personal (EPP) siempre que sea necesario.
- Cuidarse y cuidar al compañero de trabajo advirtiendo riesgos.
- Utilizar solamente instrumental de trabajo en buen estado, que haya tenido revisión y hacerlo de forma responsable.
- Realizar solo las funciones para las que se encuentre capacitado.

- **Directos aproximadamente el 10%**
- **Indirectos (aquellos que no consideramos en una primera evaluación) suman el 90% restante**



10%

90%

COSTOS DEL SINIESTRO

- **COSTOS DE LESIÓN Y ENFERMEDAD.**
- Prestaciones en especie y dinerarias.

- Tiempo perdido por los compañeros de trabajo durante la emergencia.
- Daños a los edificios y equipos.
- Retraso de producción y producto arruinado.
- Renta de equipos de reemplazo.
- Tiempo de investigación.
- Capacitación de un nuevo trabajador.
- Tiempo extra de supervisión.
- Gastos administrativos y legales.
- Pérdida de prestigio e imagen.

Imagen 1.12 - Costos de los accidentes y las enfermedades profesionales. Mod. Asfahl, C. R.; Rieske, D. W. (2010).

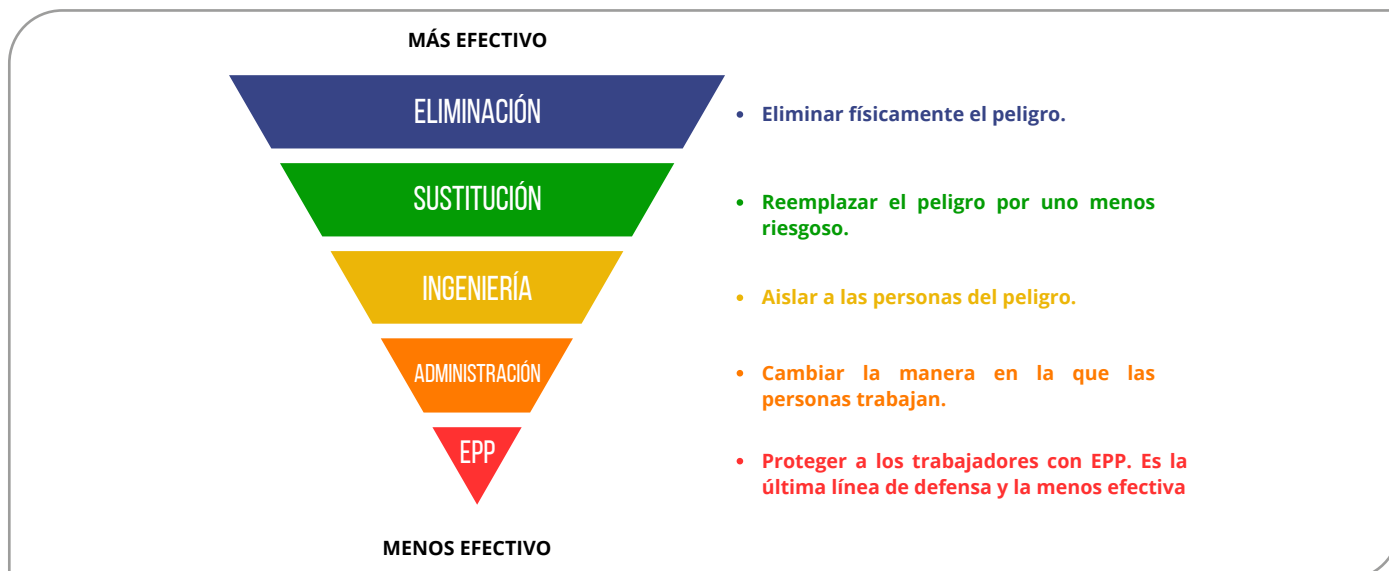


Imagen 1.13 - Jerarquía de controles desarrollada por el National Institute for Occupational Safety and Health (NIOSH).

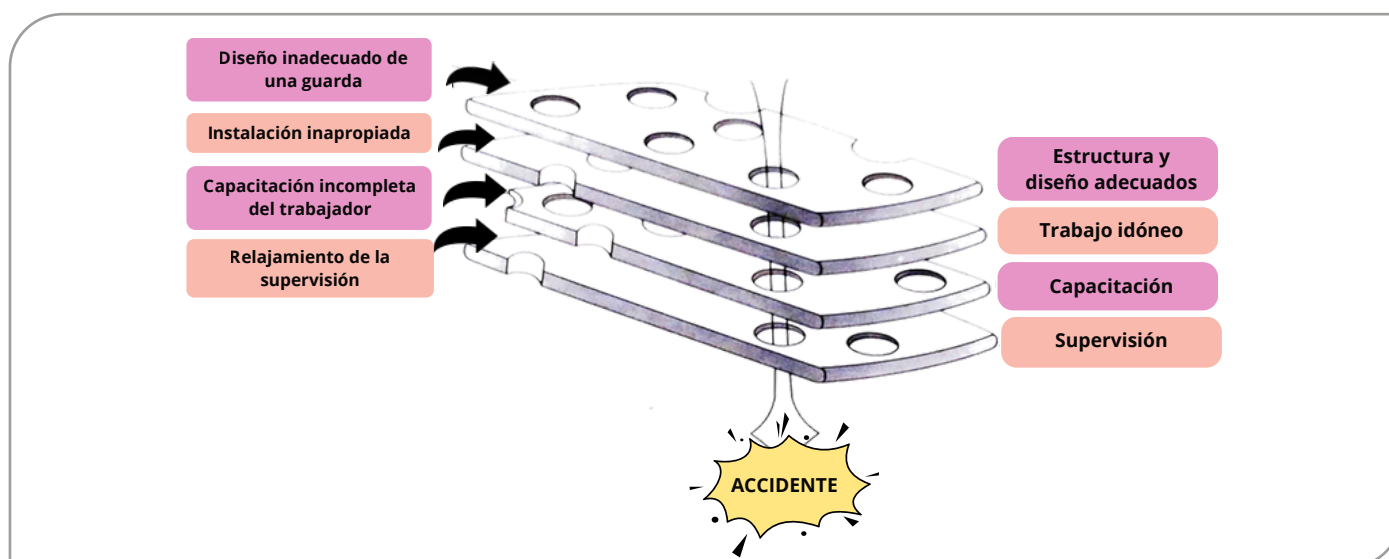


Imagen 1.14 - Teoría del Queso Suizo. Asfahl, C. R.; Rieske, D. W. (2010).

Búsqueda de la causa de los accidentes y enfermedades, además de los datos específicos del siniestro es importante también conocer si estuvo relacionado con un acto o condición insegura y riesgos físicos o mecánicos.

Los incidentes pueden convertirse fácilmente en accidentes. Todo lo que sucede fuera de lo común en sus tareas debe ser comunicado a los superiores y, principalmente, al sector de la seguridad laboral.

El **árbol de causas** sirve para identificar al problema, sus causas y efectos y de ese modo poder resolverlo de raíz.

Conocidas las causas del problema es posible plantear **soluciones** mediante la aplicación de **medidas correctivas** o la **elaboración de un programa de salud y seguridad**.

ACCIÓN CORRECTIVA BASADA EN LOS HECHOS CAUSANTES

EVALUACIÓN DE RIESGOS ESPECÍFICOS DE LA TAREA

La diversidad de tareas que se encuentran englobadas en la actividad desarrollada en los centros sanitarios veterinarios es muy amplia, por ello en la evaluación de riesgos se deben identificar los riesgos y las medidas preventivas de cada centro veterinario, teniendo presente los profesionales del centro.

Para poder aplicar medidas preventivas, se utiliza una herramienta básica como es la evaluación de riesgos laborales a cargo de un profesional en higiene y seguridad en el trabajo.

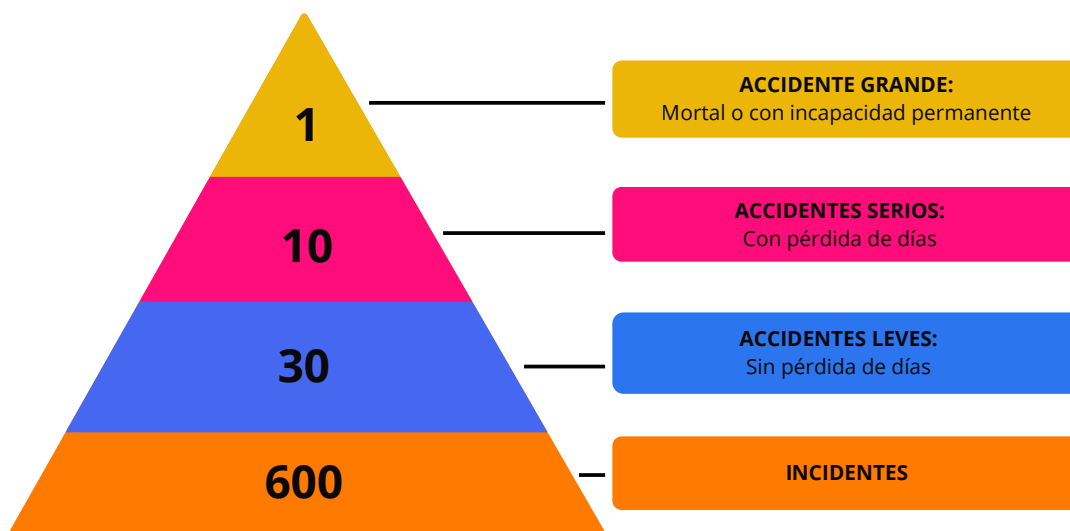


Imagen 1.15 - Pirámide accidental según Frank Bird.



Imagen 1.16 - El árbol de las causas.

La evaluación de riesgos se realiza en dos pasos:

1- La identificación del riesgo.



2- La Valoración del riesgo.



Imagen 1.17 - Evaluación de los riesgos.

Manual de Riesgos Laborales para Centros Sanitarios Veterinarios. Confederación Empresarial Veterinaria Española (CEVE), (2019).

En la valoración de riesgos se relaciona el tiempo de exposición con la severidad del daño, y a partir de esta relación podemos usar diferentes metodologías para determinar el nivel de riesgo:

CONSECUENCIAS				
		LD - Ligeramente Dañino	D - Dañino	ED - Extremadamente Dañino
PROBABILIDAD	B - Baja	T - Riesgo Trivial	TO - Riesgo Tolerable	MO - Riesgo Moderado
	M - Media	TO - Riesgo Tolerable	MO - Riesgo Moderado	I - Riesgo Importante
	A - Alta	MO - Riesgo Moderado	I - Riesgo Importante	IN - Riesgo Intolerable

Metodología aceptada por el Instituto Nacional de Seguridad e Higiene en el Trabajo.

ACCIONES PREVENTIVAS EN FUNCIÓN DEL NIVEL DEL RIESGO:

RIESGO	ACCIÓN Y TEMPORIZACIÓN
T - Trivial	No se requiere acción específica.
TO - Tolerable	No se necesita mejorar la acción preventiva. Sin embargo se deben considerar soluciones más rentables o mejoras que no supongan una carga económica importante. Se requieren comprobaciones periódicas para asegurar que se mantiene la eficiencia de las medidas de control.
MO - Moderado	Se deben hacer esfuerzos para reducir el riesgo, determinando las inversiones precisas. Las medidas para reducir el riesgo deben implantarse en un periodo determinado. Cuando el riesgo moderado está asociado con consecuencias extremadamente dañinas, se precisará una acción posterior para establecer, con más precisión, la probabilidad de daño como base para determinar la necesidad de mejora de las medidas de control.
I - Importante	No debe comenzarse el trabajo hasta que se haya reducido el riesgo. Puede que se precisen recursos considerables para controlar el riesgo. Cuando el riesgo corresponda a un trabajo que se está realizando, deberá remediarse el problema en un tiempo inferior al de los riesgos moderados.
IN - Intolerable	No debe comenzar ni continuar el trabajo hasta que se reduzca el riesgo. Si no es posible reducir el riesgo, incluso con recursos ilimitados, debe prohibirse el trabajo.

OTROS ASPECTOS PREVENTIVOS:

- **Medidas higiénicas personales:** No fumar, ni tomar alimentos o bebidas en el laboratorio; utilizar ropa adecuada y abrochada (no mezclar con ropas de uso personal, no utilizar fuera del ámbito laboral, no higienizar junto a la de la familia); tener el cabello recogido; realizar un lavado correcto de manos con agua y jabón; cubrir heridas con apósitos impermeables; evitar anillos y pulseras; profilaxis vacunal.
- **Señalización:** Si bien es necesaria y útil para controlar los riesgos, en ningún caso puede sustituir la implementación medidas de protección colectiva, ni tampoco a la información y formación de los trabajadores sobre los riesgos a los que se encuentran expuestos. Su finalidad es llamar la atención sobre situaciones de riesgo de una forma rápida y fácilmente comprensible, pero no sustituye a otras medidas preventivas de mayor efectividad.
 - Siempre debe estar acompañada de una información y formación sobre su significado.

Se debe evitar la sobreabundancia de señales, por el efecto negativo de desincentivar la atención y la interferencia, por excesiva proximidad en el espacio o en el tiempo. Asegurar que el emplazamiento y visibilidad o potencia en su caso sean óptimos. Mantenimiento adecuado para garantizar su funcionamiento o perfecto estado. Se debe señalar todo elemento o situación que pueda constituir un riesgo para la salud o la seguridad.

- La función de los colores en los carteles de seguridad es atraer la atención de las personas para advertir sobre riesgos, prohibiciones, obligaciones, etc.
- Para dar una comprensión rápida y simple de lo que se quiere informar, se utilizan símbolos y colores específicos.
 - **Amarillo:** advertencia, precaución y delimitación de sectores.
 - **Rojo:** equipos de lucha contra incendio, prohibición y parada de emergencia.
 - **Verde:** vías de evacuación y situación de seguridad.
 - **Azul:** obligación.

Cada cartel, o conjunto de carteles, se colocará de acuerdo a los riesgos y situación de cada sector del establecimiento.



Imagen 1.18 - Ejemplos de señalización.

HOSPITAL, SANATORIO O CENTRO ASISTENCIAL

Es el establecimiento o local donde se ejerce la profesión veterinaria con fines de prevención, diagnóstico y/o tratamiento de las enfermedades de los animales, equipado con todas o algunas de las siguientes dependencias: sala de espera, consultorios, enfermería, centro de diagnóstico debidamente habilitado (laboratorio, diagnóstico por imágenes, etc.), quirófano con pre-quirófano, sala de internación para casos generales y otra aislada para infectocontagiosos, cámara frigorífica o freezer de adecuado tamaño, sistemas para esterilización para material quirúrgico, farmacia y dependencias adecuadas para cubrir las necesidades del personal. Debe también contar con baños para el público; vestuario y baño para el personal. Contará con un

Director Técnico Veterinario.

Todo centro veterinario que se encuentre en el territorio de la República Argentina, en términos de seguridad laboral, debe cumplir con la Ley de Higiene y Seguridad en el Trabajo (Ley N° 19.587) y sus decretos reglamentarios (Dec. N° 351/79 y Dec. N° 1.338/96). Estas normativas establecen las condiciones mínimas de higiene y seguridad tanto para la actividad propiamente dicha como para que los establecimientos sean seguros para las personas y animales que se encuentren dentro de él.

Además se debe tener en cuenta leyes provinciales y ordenanzas municipales, que apliquen a cada localidad y complementen la normativa mencionada en el párrafo precedente.

Uno de los propósitos fundamentales de la legislación mencionada es preservar la salud y la vida de los trabajadores teniendo en cuenta a su vez el saneamiento ambiental. Para poder cumplir con ese objetivo el fundamental aplicar adecuadamente las medidas preventivas. Muchas de ellas, de índole general, fueron tratadas anteriormente en el capítulo y otras las veremos a continuación por ser más específicas de las actividades ejecutadas en el hospital veterinario.

- **Manejo de los residuos patogénicos y/o peligrosos:** se debe cumplir con la normativa específica vigente a nivel Nacional (Ley N.º 24.051 – Residuos Peligrosos), Provincial y/o Municipal. El Profesional Veterinario velará por el adecuado manejo y descarte de elementos corto-punzantes para evitar lesiones en otros miembros del equipo de salud y no introducirlos en los residuos domiciliarios ya que pueden provocar algún tipo de lesión a otras personas. Se considera inapropiado el reciclado de material descartable. El manejo adecuado de los residuos protege al profesional veterinario, el resto del personal de salud interviniente, los animales tratados, familiares, recolectores de residuos y la comunidad.
- **Prevención de riesgos eléctricos:** Instalación realizada por profesional idóneo. Deberá contar con dispositivo de corte de luz para protección de las personas (disyuntores) y dispositivos de protección de equipos eléctricos y la instalación (estabilizadores y llaves térmicas).
- **Prevención de incendios:** Deberá poseer elementos de extinción de fuego en correctas condiciones, número, tamaño y localización, pudiendo ser extintores del tipo ABC u otro que la normativa indique según el tipo de materiales presentes en el lugar.
- **Uso de elementos peligrosos en la práctica veterinaria:** Deben emplearse respetando las recomendaciones presentes en sus hojas de seguridad, las cuales se deben encontrar a disposición de quién los necesite.
- **Capacitación en higiene y seguridad:** Se deberá capacitar a todo el personal tanto en prevención de riesgos generales como ser riesgos de incendio, riesgo eléctrico, plan de emergencia y evacuación, primeros auxilios, prevención de acc. Initínere, etc., como en riesgos específicos a cada puesto de trabajo. Para llevar a cabo esto, de manera eficiente y ordenada, se debe confeccionar un Programa Anual de Capacitaciones donde constará el tema a tratar, la fecha (estimada) de la capacitación, la duración de la misma y a quienes va dirigida.

A la hora de planificar las capacitaciones debemos tener en cuenta que los accidentes y las enfermedades profesionales que se producen en la práctica con pequeños animales en nuestro país adquieren características singulares que los diferencian del trabajo con animales productores de alimentos. Aunque en ambos casos abundan las heridas con objetos punzocortantes, en la primera también son frecuentes los rasguños, las mordeduras y las parasitosis externas, mientras que en la segunda prevalecen las contusiones y la brucelosis.

Otras lesiones frecuentes que podemos mencionar son coceos y lesiones por aplastamiento; trastornos por falta de adecuación ergonómica del puesto de trabajo; afecciones por exposición al ruido, radiaciones ionizantes o láseres; compromiso de la salud mental por el estrés de la tarea; enfermedades zoonóticas y otros riesgos biológicos; lesiones por riesgos químicos (fármacos, anestésicos, humos, nieblas, productos de limpieza y desinfección, etc.) y afecciones por condiciones ambientales peligrosas.

“PREVENIR ES LA PRINCIPAL TAREA”

“El Hospital Veterinario es un espacio de aprendizaje y servicio, donde la prevención, el diagnóstico y el cuidado se integran bajo normas de seguridad, ética y bienestar.”



Formulario de autorización para prácticas veterinarias

Historia clínica N°:.....

El que suscribe..... DNI/LC/LE N°....., con domicilio en calle..... de la ciudad de siendo el propietario o tutor responsable/autorizado por el responsable del animal....., de raza....., sexo....., que responde al nombre de....., **autoriza** por la presente a los Médicos Veterinarios de este Hospital y a los alumnos de las asignaturas “Prácticas hospitalarias de pequeños y de grandes animales”, de la Carrera de Medicina Veterinaria de la UNT, a realizar el/los tratamientos necesario/s para procurar la salud del animal, siendo la presente a los efectos de que el profesional pueda realizar los estudios diagnósticos y métodos complementarios necesarios, internar en observación, administrar medicamentos, practicar intervenciones quirúrgicas o eutanasia, como así también recurrir a cualquier otro método que científicamente este aprobado para tratar la patología que presenta el animal. Autorizo a utilizar la información de la historia clínica para la publicación de trabajos científicos. Resguardando la identidad del animal y de sus responsables. En igual sentido relevo de toda la responsabilidad al profesional y estudiantes intervinientes si por el estado clínico del paciente y/o las prácticas veterinarias que se realizaren no se logren los efectos y resultados esperados.

Firmado en la Finca El Manantial, departamento Lules, provincia de Tucumán, a los..... días del mes de del año.....-

.....

Firma del propietario y/o responsable del animal



HISTORIA CLÍNICA

FECHA:/...../.....

Historia Clínica N°.....

RESEÑA

Nombre:

Especie:

Raza:

Macho Hembra Castrado

Fecha de nacimiento:

Edad:

MARCAR CON UNA "P"

SI ES AGRESIVO ☐

Aptitud:

Pelaje:

Talla:

Peso:

Marcas/Señales:

MOTIVO DE LA CONSULTA

.....

DATOS ANAMNÉSICOS

Hábitos alimenticios/nutricionales:

Vacunación:

Desparasitación:

Anticonceptivos:

Celos/partos:

Tratamientos médicos y/o cirugías realizadas anteriormente:

.....

Otros:

EXAMEN OBJETIVO GENERAL

Constantes Fisiológicas: T°: FC: FR: TLC:

% Deshidratación:

Estado Corporal: 1 2 3 4 5 **Peso:**

Estado Mental:

Pelaje/Piel:

Fascie:

Actitudes:

Marcha/estación:



Facultad de **Agronomía,
Zootecnia y Veterinaria**
UNT

FORMULARIO DE EXPLORACIÓN POR SISTEMAS

	No examinado	Normal	Anormal		No examinado	Normal	Anormal
Apariencia general				Urogenital			
Membranas mucosas				Auditivo			
Cardiovascular				Ojos			
Respiratorio				Palpación abdominal			
Tegumentario				Palpación rectal			
Alimentario				GL			
Músculo- esquelético				Nervioso			

HALLAZGOS ANORMALES

.....

DIAGNÓSTICO PRESUNTIVO

.....

Pronóstico	Función	Vida
	Buena	Buena
	Reservado	Reservado
	Grave	Grave

TRATAMIENTOS/INDICACIONES

.....

Alumnos responsables:

Docentes a cargo:

N° Historia Clínica:

Paciente:

Propietario:



PRÁCTICAS COMPLEMENTARIAS

Estudio	Pedido/muestra	Fecha remisión y N° protocolo	Fecha recepción y N° informe
Hemograma			
Serología	Muestra:		
Análisis de orina	Pedido:		
Parasitología	Pedido		
Ecografía	Pedido:		
Radiología	Pedido:		
Citología	Muestra:		
Histopatología	Muestras:		
Electrocardiograma			
Química sanguínea	GOT GPT FAL Bi COLEST HDL LDL TRI PROT T ALB GLOB UREA CREAT Na K Ca P Solidos tot Otros:		
Otras prácticas			

Ficha de seguimiento del paciente: **Historia clínica N°**

Fecha: __/__/__ Tutor: Alumno responsable:

Observaciones:.....
.....
.....
.....

Fecha: __/__/__ Tutor: Alumno responsable:

.....
.....

2

CAPÍTULO 2: NORMAS DE BIOSEGURIDAD

BIOSEGURIDAD

El Hospital Escuela de Veterinaria (FAZV- UNT), como formador de prácticas pre-profesionales y profesionales que forma parte de una organización educativa, tiene como finalidad, brindar atención y asistencia médica a los animales, además de, participar en la formación de recursos humanos y de investigación. Asimismo, la optimización de los recursos humanos y materiales, que aseguren el cumplimiento de las normas de bioseguridad en pro de la gestión y calidad de atención veterinaria. Se pretende entonces, promover herramientas simples y precisas de bioseguridad para favorecer conductas saludables entre los docentes, no docentes y estudiantes. Es importante conocer que toda persona que tenga “contacto y/o ejecute tareas” en las distintas áreas de trabajo con elementos, de riesgo físico, químico y biológico, deberá estar debidamente entrenado y capacitado en las normas de Bioseguridad inherentes a la actividad desarrollada.

Para nuestra seguridad, la de los pacientes y sus tutores tendremos en cuenta, los **principios de la bioseguridad**; las **precauciones estándares**; el uso de los **equipos de protección personal (EPP)** que será obligatorio, en los lugares y las tareas donde se indica su empleo, según el riesgo; asimismo, la exposición ocupacional, especialmente cuando se trabaje con

sustancias químicas peligrosas o con riesgo biológico; el conocimiento de los **algoritmos por accidentes**; la **bioseguridad en el laboratorio** y el tratamiento y la disposición de los **residuos hospitalarios**.

El ingreso a las áreas específicas, estará restringida a aquellas personas cuyas tareas lo justifiquen, y que hayan sido capacitadas e informadas de los riesgos a los que está sometida con su ingreso. Para ello, debemos identificar, *¿cuáles son las áreas de mayor riesgo de sufrir un posible daño?*, a fines de evitarlos.

ÁREAS DE RIESGO EN EL HOSPITAL

- **Circulación técnica.** Espacio para el personal habilitado que desempeña funciones en las distintas áreas del Hospital Escuela de Veterinaria (laboratorios, quirófanos, corrales etc.) cumpliendo normas de seguridad.
- **Laboratorios y sala de diagnóstico por imágenes.** Espacios físicos adecuadamente equipados y con personal capacitado, donde se desarrollan diferentes ensayos analíticos, análisis hematológicos básicos, bioquímica sanguínea, estudios parasitológicos, citológicos, entre otros. Área específica de apoyo complementario para el diagnóstico y tratamiento de pacientes.

- **Quirófanos.** Salas donde se realizan intervenciones quirúrgicas de diferentes complejidades. Generalmente aislados de los corredores de circulación pública, y con amplitud suficiente para desplazarse con comodidad. De fácil higiene, buena iluminación y con instalaciones anexas para permitir higiene del personal, depósito de materiales, ropa, materiales descartables, medicamentos y área de esterilización.
- **Consultorios.** Conjunto de dependencias que comprenden sala de recepción o espera y una sala de consulta y pequeñas intervenciones, adecuada a tal fin con materiales médico-quirúrgicos, iluminación apropiada y mesa de exploración, entre otros.
- **Sala de hospitalización, Corrales, Boxes y Caniles.** Lugar de permanencia de pacientes a fin propender a su recuperación integral. De superficie adecuada al tamaño de los mismos (grandes, medianos y pequeños animales), con suficiente amplitud e instalaciones apropiadas (bebederos, sombra, comedero, etc.) para favorecer una correcta estadía.
- **Tránsito de animales.** La entrada de los mismos será por el acceso habilitado a tal fin y serán dirigidos al sector de descarga por calle interna y finalmente a su corral asignado. El proceso de salida será el inverso al descrito.
- **Sala de Necropsias.** Destinada para el análisis de cadáveres derivados mayoritariamente del ámbito rural. Equipada con elementos suficientes para cumplir con normas adecuadas de bioseguridad. Cuenta con baños y vestidores para ambos sexos, hall central, zona de recepción de muestras y sala de necropsias propiamente dicha. Además de lavadero y patio interno.
- **Área de almacenamiento de residuos patológicos.** Cámara frigorífica con suficiente capacidad para congelar, como así mismo almacenar residuos patológicos, provenientes de las actividades correspondientes. Los mismos son retirados previo acondicionamiento según normas, por empresas comerciales afines contratadas por la Facultad.

PRINCIPIOS DE BIOSEGURIDAD

- **Autocuidado:** El principio del autocuidado se refiere a las prácticas cotidianas y a las decisiones sobre ellas, que realiza un trabajador expuesto para cuidar de su salud; para ello cumple con las normas de bioseguridad, realiza uso adecuado de equipos y elementos que se proveen para su protección; priorizando en su cuidado como cuidador.
- **Universalidad:** Las medidas involucran a todos los pacientes de todos los servicios, independientemente de conocer su serología o no. Todo el personal debe seguir las precauciones estándares rutinariamente para prevenir la exposición de la piel y de las membranas mucosas, en todas las situaciones que puedan dar origen a accidentes, estando o no previsto el contacto con sangre o cualquier otro fluido corporal del paciente.
- **Uso de barreras:** Comprende el concepto de evitar la exposición directa a sangre y otros fluidos orgánicos potencialmente contaminantes, mediante la utilización de materiales adecuados que se interpongan al contacto de los mismos. La utilización de barreras físicas (Ej. Guantes, barbijos Lentes de protección/antiparras) no evitan los accidentes de exposición a estos fluidos, pero disminuyen las consecuencias de dicho accidente y las Barreras inmunes por ej. las vacunas.
- **Medios de eliminación de material contaminado:** Comprende el conjunto de dispositivos y procedimientos adecuados a través de los cuales los materiales utilizados en la atención de pacientes, son depositados y eliminados sin riesgo. Podemos dividir los elementos a descartar en:
 - **Objetos corto-punzantes:**
En todos los laboratorios, medios hospitalarios y demás lugares en donde se exponga el trabajador al riesgo biológico por medio de la manipulación de estos elementos deben ser eliminados en contenedores rígidos. Las agujas deben ser descartadas, no se deben doblar, romper o reencapuchar.
 - **Objetos no cortopunzantes:**
Su segregación se hará en los contenedores dispuestos en los servicios de color rojo.

PRECAUCIONES ESTÁNDAR EN LA ATENCIÓN DE SALUD

Las precauciones estándares tienen por objeto reducir el riesgo de transmisión de agentes patógenos transmitidos por la sangre y otros tipos de agentes patógenos de fuentes tanto reconocidas como no reconocidas. Son las precauciones básicas para el control de la infección que se deben usar, como mínimo, en la atención de todos los pacientes.

A- HIGIENE DE MANOS:

Término genérico referido a cualquier medida adoptada para la limpieza de las manos, ya sea por fricción con un preparado de base alcohólica o lavado con agua y jabón, con el objetivo de reducir o inhibir el crecimiento de microorganismos en las manos.

Los CINCO MOMENTOS en los que se requiere la higiene de manos:

El modelo sobre la higiene de manos propone una visión consolidada para los profesionales de la salud, con objeto de minimizar la variación entre individuos y conducir a un incremento global del cumplimiento de las prácticas efectivas de higiene



INDICACIONES PARA EL USO DE GUANTES Y SU ELIMINACIÓN

TIPOS	CLASIFICACIÓN	OBJETIVO	PRODUCTO
Fricción antiséptica con un preparado de base de alcohol (PBA)	Fricción Antiséptica	Reducir flora residente y eliminar la flora transitoria presente en la piel	Preparado de base alcohólica, etílico o isopropílico 63 al 70%
	Fricción Antiséptica pre quirúrgica	Prevenir la contaminación del sitio quirúrgico por microorganismos presentes en las manos del equipo quirúrgico	Soluciones de Gluconato de Clorhexidina al 1% y alcohol etílico al 61%
Lavado con agua y jabón	Lavado social o lavado de manos con jabón no antiséptico	Remover la flora transitoria y la suciedad moderada de las manos. No tiene acción sobre la flora residente	Jabón sin antiséptico
	Lavado antiséptico	Eliminar en forma significativa tanto la flora transitoria como la residente presente en las manos	Jabón antiséptico
	Lavado quirúrgico	Prevenir la contaminación del sitio quirúrgico por microorganismos presentes en las manos del equipo quirúrgico	Jabón Antiséptico o Soluciones de Clorhexidina al 4% o Gluconato de Clorhexidina al 1% y alcohol etílico al 61%

de las manos según las Directrices de la Organización Mundial de la Salud (OMS).

Los cinco momentos para la higiene de las manos, se propone como modelo de referencia para la apropiada realización, enseñanza y evaluación de la higiene de las manos, siendo una herramienta para identificar los momentos en los que debe realizarse dicha higiene, así como para distinguir aquellos en los que no resulta útil.

B- HIGIENE RESPIRATORIA

Cubrirse la nariz y la boca al toser/estornudar con un pañuelo descartable o mascarilla, eliminar los pañuelos descartables y mascarillas usados y realizar higiene de las manos después del contacto con secreciones respiratorias.

C- CUIDADOS DEL MEDIO AMBIENTE

Todo elemento en contacto con el paciente y/o fluidos corporales debe recibir un proceso de limpieza y desinfección. Los desechos sanitarios son aquellos generados en todos los establecimientos de atención de salud humana, animal y otros sujetos a control sanitario, cuya actividad los genere.

El procedimiento de elección es limpiar con agua

y detergente, enjuagar y luego desinfectar con hipoclorito de sodio.

Los pisos, paredes y todo aquello que no esté en contacto con el paciente o sus fluidos no requiere desinfección a menos que se hayan ensuciado con sangre o fluidos corporales.

Cuando hay derrame de sangre o fluidos corporales, el operador debe, primero ponerse guantes, absorber el derrame con una toalla de papel, descartarlo en bolsa roja y proceder a la limpieza habitual (detergente, enjuague y luego desinfección).

Los trapos de piso, rejillas y baldes se deben lavar en cada turno y dejarlos tendidos par que no guarden humedad, los baldes boca abajo. Renovar frecuentemente el agua de limpieza, la que se usa para enjuagar los trapos de piso.

Para efectuar la limpieza el operador debe usar guantes gruesos y calzado cerrado. No usar plumeros, escobas o trapos secos, en el medio hospitalario.

Descarte del material corto punzante: Tomar las precauciones para evitar injurias por agujas, hojas de bisturí y otros elementos corto punzantes durante la limpieza y durante el descarte.

AL TOSER, CÚBRASE LA BOCA

1



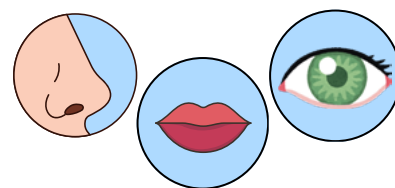
Cubra su boca y nariz al toser y estornudar con PAÑUELOS DE PAPEL y tirarlos a la BASURA

2



Si no tiene pañuelo de papel, tosa y estornude SOBRE LA MANGA DE SU CAMISA para no contaminar las manos

3



EVITE tocarse con las manos los OJOS, NARIZ y BOCA

LÁVESE LAS MANOS FRECUENTEMENTE

4



LÁVESE las manos FRECUENTEMENTE con jabón durante 15-20 segundos y sobre todo después de toser o estornudar

5



NO COMPARTIR objetos personales de higiene o aseo (vasos, toallas, etc.)

6



VENTILE DIARIAMENTE la casa, habitaciones y espacios comunes

7



LIMPIE LAS SUPERFICIES Y OBJETOS de uso común con los productos de limpieza habituales (baños, manijas, juguetes, etc.)

Tener en cuenta:

- No doblar las agujas.
- No encapucharlas.
- No romperlas.
- No manipular las agujas para separarlas de las jeringas.
- Los descartadores deben estar lo más cerca posible del lugar de uso del corto punzante.
- Los descartadores deben ser de paredes rígidas, contar con dos aberturas: una para las agujas y otra más amplia, para los mandriles, jeringas incorporadas etc.
- Deben tener tapa para que se puedan cerrar en forma segura. No llenarlos en su totalidad, sin hasta sus $\frac{3}{4}$ partes.

Ropa de quirófano

Aunque la ropa sucia ha sido identificada como fuente de un número grande de microorganismos patógenos, el riesgo real de transmisión de enfermedad a través de la misma es debido a técnicas de manejo negligentes y descuidadas.

En lugar de utilizar procedimientos y especificaciones rígidas, es recomendable que se utilicen para el almacenamiento y procesamiento de las ropas limpias y sucias, métodos higiénicos.

Dentro de la categoría de ropa sucia se considera a las sábanas, batas, fundas, toallas, etc., que hayan estado en contacto con pacientes, estén visiblemente manchadas o no.

RECOMENDACIONES:

1. La ropa limpia y la ropa sucia debe ser siempre clasificada y manipulada separadamente.
2. La ropa limpia que llegue a la unidad debe estar cubierta, para evitar la contaminación antes de su uso. Esta ropa deberá ser almacenada en un área previamente designada como área limpia.
3. Toda la ropa usada por cualquier paciente debe ser manipulada como si estuviera potencialmente contaminada.
4. No se colocará la ropa en el suelo, o en las sillas, sino que serán introducidas directamente en las bolsas correspondientes.
5. Toda la ropa sucia debe ser embolsada en el lugar en que se usó, y en ningún momento debe ser depositada sobre el carro de curaciones, mesa o piso, antes de ser colocada en la bolsa adecuada. El cesto de ropa sucia no requiere tapa.

6. Para el caso de la ropa sucia manchada con sangre o fluidos corporales (vómitos, bilis, orina, etc.), ésta deberá colocarse en bolsa plástica roja, bien cerrada y entonces se colocará en la bolsa para la ropa sucia, para su posterior traslado a la lavandería.
7. Siempre debe quedar un espacio en la parte superior de las bolsas de tal manera que se pueda anudar para contener la ropa sucia adecuadamente, antes de descartarla para su posterior tratamiento.
8. Nunca mandar ropa con contenido de materia fecal. Esta debe ser retirada por el personal asistente utilizando los elementos de protección personal necesarios.
9. Para el caso de la ropa utilizada por los trabajadores de la salud, serán de uso exclusivo dentro del establecimiento de salud, con excepción de los trabajadores que realizan actividades extramurales.
10. La ropa contaminada debe ser lavada dentro de la misma institución de salud (fluidos corporales).

EQUIPOS DE PROTECCIÓN PERSONAL (EPP)

Se refiere a una serie de barreras que se utilizan solas o combinadas para proteger las membranas mucosas, las vías respiratorias, la piel y la ropa del contacto con agentes infecciosos. La selección de los equipos de protección personal se basa en la naturaleza de la interacción entre el paciente y/o el modo probable de transmisión.

El personal debe trabajar protegido con el equipo de protección personal para prevenir de manera crítica la exposición percutánea y por mucosa de sangre y otros materiales potencialmente peligrosos.

1. GUANTES

De acuerdo a la Organización Mundial de la Salud (OMS), los guantes médicos se definen como insumos desechables utilizados durante los procedimientos, e incluyen:

- Guantes de manejo (estériles o no estériles) para procedimientos del personal de salud.
- Guantes quirúrgicos estériles que tienen características específicas de grosor, elasticidad y resistencia.

En general, se recomienda usar guantes por parte de los trabajadores de la salud por dos razones fundamentales:

- Para disminuir la probabilidad y el riesgo de contaminación de las manos (sangre y otros fluidos corporales).
- Para reducir el riesgo de diseminación de gérmenes y microorganismos al medio ambiente, la transmisión de éstos del trabajador de la salud al paciente, del paciente a los trabajadores de la salud y de paciente a paciente.

Se recomienda usar guantes en toda actividad que pueda llevar a exposición a sangre y otros fluidos corporales y/o contacto con membranas mucosas y piel no intacta.

Uso inadecuado de los guantes:

Los trabajadores de la salud deben ser capaces de diferenciar las situaciones clínicas específicas para el uso de guantes y aquellas donde su uso no es necesario. No debe usarse guantes cuando no está indicado ya que representa un desperdicio de recursos y tiene un importante impacto en la transmisión cruzada. Adicionalmente, se puede perder la oportunidad para una adecuada higiene de manos. El trabajador de salud debe estar en conocimiento sobre el momento para colocarse y retirarse los guantes. Se debe procurar no usar guantes contaminados (por almacenamiento, colocación o retiro inadecuados).

- No tocar con los guantes puestos las superficies del medio ambiente a menos que resulte necesario para el cuidado del paciente.
- No tocarse la cara o ajustarse cualquier elemento

del equipo de protección personal (EPP) con los guantes contaminados.

- Cambiar los guantes cuando:
 - Se han roto y contaminado
 - Siempre después de usar con cada paciente
 - Siempre lavar las manos después de remover los guantes.
- Los guantes son el último EPP que debe colocarse.
- Si se usan sobre un camisolín, extender los guantes sobre las mangas del mismo. - Para la remoción desmontar enrollando hacia adelante y formar una bolsa que contenga ambos guantes.

2. PROTECCIÓN OCULAR- ANTIPARRAS

Es obligatorio cuando se realizan procedimientos que generen salpicaduras, esquirlas, gotas o aerosoles, con el fin de proteger los ojos y la piel del rostro, de infecciones en los ojos ocasionadas por la carga microbiana potencialmente patógena que éstos contienen y también de los posibles traumas que puedan producir. El objetivo es proteger membranas mucosas de ojos, durante procedimientos y cuidados de pacientes con actividades que pueden generar aerosoles y salpicaduras de sangre, de fluidos corporales, secreciones, excreciones.

Ejemplo: cambio de drenajes, desobstrucción de vía urinaria, punciones arteriales o de vía venosa central y abscesos, etc. Los lentes deben ser amplios y ajustarlos al rostro para cumplir eficazmente con la protección.

- Deben ser antiniebla, permitir ver con claridad,

INDICACIONES PARA EL USO DE GUANTES Y SU ELIMINACIÓN

USO DE GUANTES

- Antes de un procedimiento estéril.
- Al anticipar contacto con sangre u otro fluido corporal, independientemente de la existencia de condiciones estériles incluso el contacto con la piel no intacta y la membrana mucosa.
- Contacto con un paciente y su entorno inmediato durante precauciones de contacto.

ELIMINACIÓN DE GUANTES

- Cuando esté comprometida y/o se sospeche falta de integridad del mismo.
- Cuando el contacto con sangre u otro fluido corporal se ha producido y ha terminado.
- Cuando el contacto con un solo paciente y su alrededor, o con una parte del cuerpo contaminada en un paciente ha terminado.
- Cuando hay una indicación para la higiene de las manos.

adaptarse y ajustarse alrededor de los ojos.

- Los anteojos personales no sustituyen el uso de antiparras.
- Colocarse las antiparras sobre los ojos y asegurar el elástico pasándolo por detrás de la cabeza o ajustando los costados sobre la cabeza.
- No requieren esterilización. Deben permanecer al alcance del personal de salud.

3. BARBIJO QUIRÚRGICO

Uno de los peligros ocupacionales en el entorno de la salud es la transmisión aérea de ciertas enfermedades infecciosas. El potencial de exposición no se limita a los médicos y personal de apoyo que atiende directamente a pacientes. Todas las personas que trabajan en áreas donde hay pacientes infectados con enfermedades de transmisión por el aire están en posible riesgo.

- Deben cubrir totalmente la nariz y la boca para prevenir la penetración de fluidos.
- Ajustar la pieza flexible del barbijo al puente de la nariz.
- Atar las tiras superiores a lo alto de la cabeza.
- Estirar el barbijo hasta debajo del mentón.
- Atar las tiras inferiores a la altura de la nuca.
- Si tuviera elásticos, ubicarlos detrás de las orejas.
- Comprobar que ha quedado ajustado a los lados de la cara.



Imágenes 2.1 - Ejemplos de barbijos.

- Colocarse el barbijo quirúrgico antes de entrar en la habitación del paciente y retirarlo fuera de la misma.
- Remoción:
 - Desatar primero la tira ajustada a la nuca.
 - Luego la tira ubicada a lo alto de la cabeza
 - El frente del barbijo se considera contaminado y debe evitar tocarse.

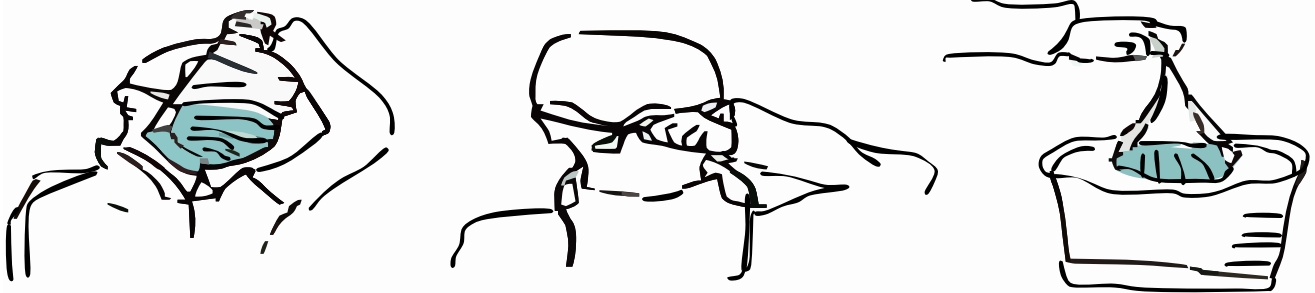
COLOCACIÓN DE LA MASCARILLA

- Lavarse las manos
- Colocarse la mascarilla cubriendo la nariz y la boca, luego amarrarla tomando solamente las tiras.
- Moldear a la altura de la nariz para que quede cómoda y segura.
- Lavarse las manos.



RETIRO DE LA MASCARILLA

- Desamarrar las tiras.
- Eliminar la mascarilla en depósito de desechos, manteniéndola siempre de las amarras.
- Lavarse las manos después de eliminarla.



Tomado de Organización Panamericana de la Salud. (2010).

- Retirar de la cara usando las tiras, sosteniéndolas con los dedos de ambas manos (tiras inferiores con una mano y tiras superiores con la otra mano).
- Descartar
- Practicar higiene de manos

4. MÁSCARAS FACIALES

- Se usan para proteger la cara completa, la cual debe quedar cubierta de manera envolvente, incluyendo parte delantera de la cabeza (boca, nariz, ojos).
- Ajustar con el elástico o tiras que salen de la pieza frontal del cobertor o máscara facial.

RECOMENDACIONES PARA EL USO DE MASCARILLAS

- Las mascarillas son descartables y de material que cumpla con requisitos de filtración y permeabilidad suficiente para ser una barrera efectiva. La mascarilla no debe ser tocada con las manos mientras se esté usando ni colgarse en el cuello.
- Deben descartarse inmediatamente si están húmedas o manchadas con secreciones.
- El mal uso de la mascarilla o su uso inadecuado aumenta las posibilidades de transmisión de microorganismos y da una falsa impresión de seguridad.
- Asegúrese de que cubra su boca y nariz, y anúdela firmemente para reducir al mínimo la separación entre la mascarilla y la cara.
- Después de retirarse la mascarilla, limpie sus manos lavándolas con agua y jabón o frotándolas con un preparado de base alcohólica.
- No reutilice las mascarillas descartables, deseche inmediatamente una vez utilizadas.
- Mantener colocada la mascarilla cuando sea necesario dentro del área de trabajo y mientras se realice la actividad.
- Utilizar en todos los procedimientos invasivos (punción arterial, intubación y aspiración, etc.).

- Remoción:
Tomar las piezas que se sujetan sobre las orejas o a la cabeza, con las manos ya libres de guantes y elevar por encima de la cara.

5. USO DE GORRO

El cabello facilita la retención y posterior dispersión de microorganismos que flotan en el aire de los establecimientos de salud (estafilococos, por ejemplo), por lo que se considera como fuente de infección y vehículo de transmisión de microorganismos. Por lo tanto, antes de la colocación del camisolín, se indica el uso de cofia. Su objetivo es prevenir la caída de partículas contaminadas en la vestimenta, y proteger el campo estéril por la caída accidental de cabello mientras se realiza un procedimiento.

Características del cofia:

- No debería ser de tela sino desechable.
- Debe cubrir toda la cabeza y permitir recoger todo el cabello dentro de la cofia, como una cofia de baño.
- Debe ser cambiado diariamente y descartado después de su uso en residuos con riesgo biológico.

6. CAMISOLIN

Permite establecer una barrera mecánica entre la persona que lo usa y el paciente. Deben reunir las condiciones indemnes que impidan el traspaso de microorganismos. El objetivo es prevenir la transmisión de microorganismos durante una técnica aséptica.

Requisitos de un material óptimo:

- Material descartable.
- Impermeable a los fluidos o reforzado en la parte frontal y las mangas. Permitir la entrada y salida de aire, brindando un buen nivel de transpiración e impidiendo el paso de fluidos potencialmente infectantes.
- Resistencia a las perforaciones o a las rasgaduras aún en procedimientos prolongados.
- Térmico y suave.
- Deben utilizarse también durante la atención de pacientes infectados por microorganismos epidemiológicamente importantes, para reducir las oportunidades de transmisión a otros pacientes y ambientes.
- Utilizar un camisolín del tipo y tamaño adecuados.
- Asegurar primero el cuello y luego la cintura.
- Remoción:
 - Desatar las tiras de ajuste

- Retirar desmontando desde el cuello y hombros.
- Envolver al retirarlo de modo que la parte externa (contaminada) quede hacia adentro.
- Enrollar sobre sí mismo y descartar o, si el camisolín fuera reusable (de tela), colocar en recipiente con bolsa plástica interna para enviar a reprocesar. Lavar las manos.

EXPOSICIÓN A RIESGO BIOLÓGICO EN MEDICINA VETERINARIA

Es toda exposición accidental que un trabajador sufra en virtud de la tarea que desempeña. Se considera exposición de riesgo a:

- Injuria percutánea
- Contacto con piel no intacta o mucosa

Se consideran materiales infectantes: Sangre, tejidos, secreciones vaginales, semen. A los líquidos: sinovial, cefalorraquídeo, pleural, pericárdico, peritoneal, amniótico.

La orina, lágrimas, saliva, sudor, vómitos y materia fecal no deben ser considerados contaminantes a menos que sean visiblemente hemorrágicos.

La transmisión del HIV luego de una exposición percutánea se estima en aprox., 0.3% (CDC) a 0.5% (OMS); por contacto con mucosa en 0.09% y es aún menor tras el contacto con piel no sana. Aumenta el riesgo la injuria profunda, la ausencia de elementos de barrera, la aguja hueca, el volumen inoculado.

La tasa de transmisión de hepatitis B luego de una única exposición percutánea a sangre oscila entre 6% a 30%. De hepatitis C: 1,8% (CDC).

Las normas de Bioseguridad están destinadas fundamentalmente a brindar protección contra los patógenos virales más frecuentes (HB, HC, VIH) que comparten los mismos mecanismos de transmisión (parenteral, sexual y vertical), otros de menor incidencia (CMV, HD) e infecciones causadas por bacterias, hongos, etc.

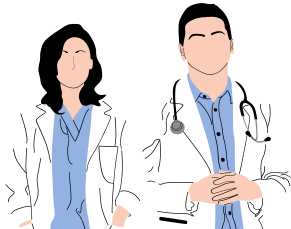
El ejercicio de la medicina veterinaria, es inherente al contacto directo con animales y sus fluidos (sangre, orina, materia fecal, placentas, saliva, etc). Quienes trabajan en esta labor están expuestos en diferentes grados, a agentes infecciosos que bajo determinadas circunstancias pueden alterar su salud. Tales agentes pueden alcanzar al huésped a través de las siguientes vías: por ingestión, por inhalación, por contacto

¿CÓMO ACTUAR ANTE UN ACCIDENTE?



1a

En accidentes que impliquen riesgo de vida (urgencias o emergencias) o cuando el accidentado no pueda movilizarse por sus propios medios, llamar al servicio de emergencias y realizar la Denuncia de Accidente en la web o telefónicamente con nuestro Call de Asistencia 24hs.



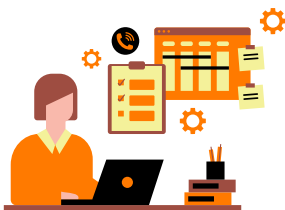
1b

De otro modo, en accidentes leves o moderados completar el Formulario de Denuncia en la web o con nuestro call de Asistencia 24hs., ellos brindaran asesoría médica para informar donde se encuentra el prestador más cercano.



2

Una vez que el accidentado ingresa al centro asistencial, con la sola presentación de la denuncia, se realizan las prácticas necesarias sin desembolso de dinero.



3

Todo el proceso de atención es monitoreado por nuestro Call de Asistencia 24hs. para asegurar la máxima calidad del servicio. El mismo realiza las autorizaciones, derivaciones y acompañamiento de todo el proceso de atención del accidentado.

CON TU DENUNCIA PODES DIRIGIRTE:

CENTRO MÉDICO COMFYE
Laprida 637 - SMT
Atención: Lun a Vie de 8 a 20hs

SANATORIO 9 DE JULIO
San Juan 546 - SMT
Atención Guardia: 24hs

Para trámites como:
PASANTÍAS / PRÁCTICAS / VIAJES



+54 9 381 6415851
administracion@comfy.com

SERVICIO DE EMERGENCIAS:
24HS LOS 365 DÍAS DEL AÑO

EMERGENCIAS MÉDICAS
0810 888 4689

MANDANOS TU UBICACIÓN PARA LOCALIZARTE



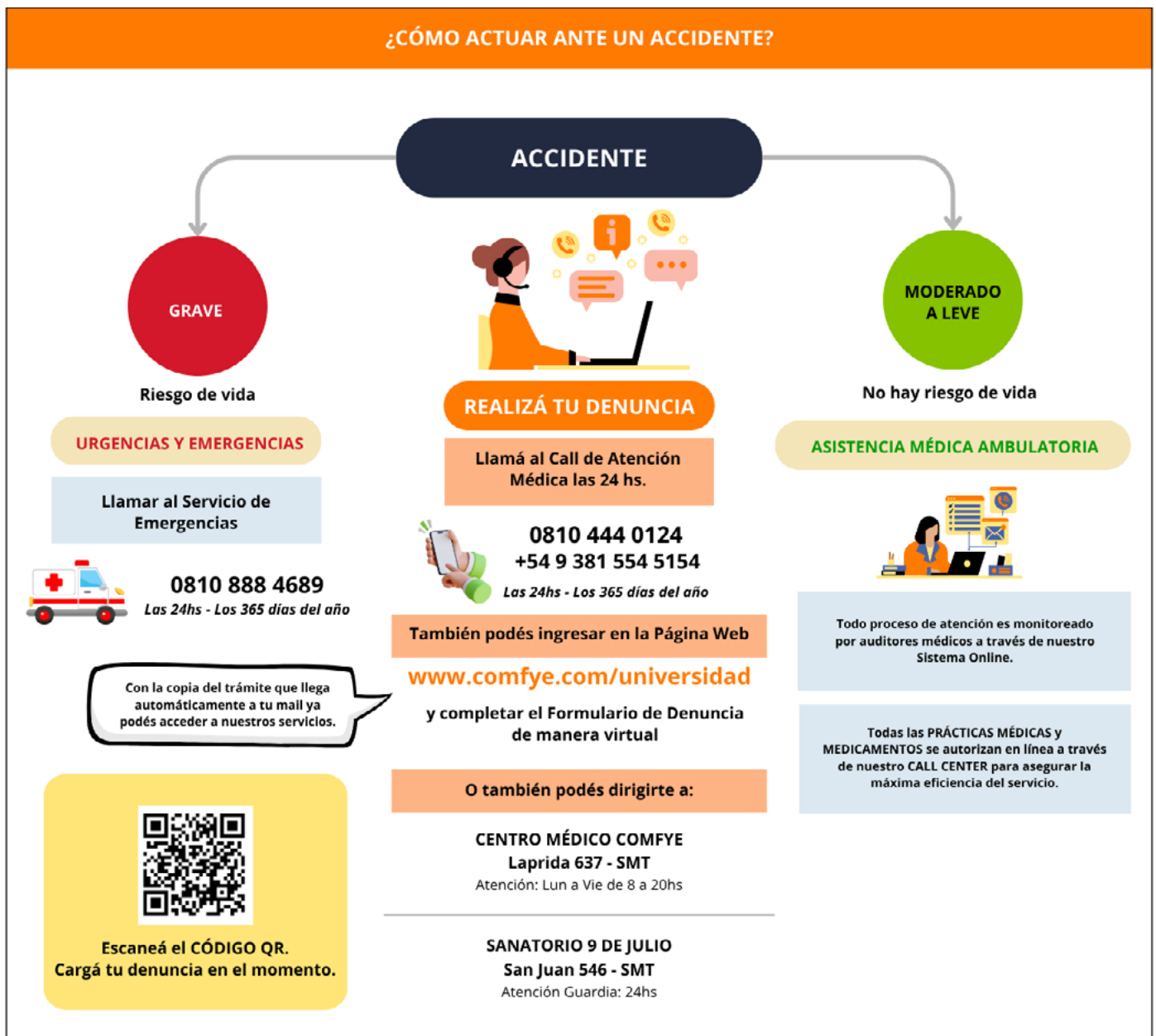
+54 9 381 6646917

directo a través de mucosas o piel, por vía percutánea, ocular, traumática. De cualquier forma, la adquisición de una enfermedad zoonótica es el resultado de la combinación de los factores del huésped, del ambiente y del agente.

Para clasificar el nivel de riesgo que ofrecen las diferentes actividades o procedimientos, varios autores, proponen los siguientes:

- **ALTO:** Etapa donde existe contacto directo o permanente con sangre u otros fluidos corporales con potencial capacidad de contaminación.
- **MEDIO:** Etapas cuyo contacto con sangre u otros fluidos corporales no es permanente.
- **BAJO:** Actividad o etapa que no implican por sí mismas exposición a sangre.

¿CÓMO ACTUAR ANTE UN ACCIDENTE?



PREVENCIÓN DE LAS EXPOSICIONES OCUPACIONALES

El uso de los descartadores y la correcta eliminación de material corto punzante, el manejo dinámico de las precauciones estándares, la práctica del lavado de manos y el acatamiento voluntario al plan de inmunización contra Hepatitis B, entre otras medidas contribuyen a reducir los riesgos de contagio y transmisión de infecciones.

Las Precauciones estándares consideran infectantes a la sangre y los fluidos corporales (excepto el sudor) de todos los pacientes, en forma independiente de su diagnóstico y su enfermedad de base. Se aplican también para el contacto con piel no intacta y membranas mucosas.

Deben ser permanentemente aplicadas durante

la atención a los pacientes. Proveen de este modo protección al personal y los pacientes, puesto que reducen el riesgo de adquisición de microorganismos.

MANEJO DE LA EXPOSICIÓN OCUPACIONAL

- Ante un accidente por punción percutánea o corte estimular el sangrado de la herida, lavar con abundante agua y jabón y curar con antiséptico disponible.
- Dependiendo del tamaño de la herida, será o no necesario cubrir con gasas estériles.
- Ante salpicaduras en mucosas lavar con abundante solución fisiológica o agua destilada.
- Ante salpicaduras sobre piel no intacta, lavar con

abundante agua y realizar cura con antisépticos.

- Ante salpicaduras con sangre u otros fluidos contaminados en piel sana, lave la zona con agua y jabón.

Notificación del accidente

Notificar el accidente, personal con ART:

- Médico de guardia quien examinará la herida y determinará el tipo y gravedad de la misma.
- También hacer la correspondiente denuncia en la guardia policial y Oficina de Personal.
- Servicio de Infectología, comunicar también el accidente dentro de las 24 hs., ya que en dicho Servicio se realizará una minuciosa historia clínica del accidentado y los análisis a efectuar al paciente fuente (el usuario del elemento corto-punzante) si es que está identificado.
- Si el personal accidentado tiene beneficios de la Aseguradora del Riesgo de Trabajo (ART- Provincia) llamar al número 0800-333-1333; 0800-666-6778 para efectuar la denuncia. La ART le dará un Número de Siniestro y luego le hará la derivación correspondiente.

Otra de la ART por accidente de riesgo biológico es COMFYE, realizar la denuncia al número 08108884689. Mandar tu localización al 381 -6646917.

Entre las primeras 6 – 12 semanas, período en el que se espera el mayor número de seroconversión, los trabajadores expuestos deben extremar las medidas para evitar el riesgo de transmisión. Incluye no donar sangre, el uso de protección adecuada durante el acto sexual e informar cualquier episodio febril agudo en las primeras cuatro semanas post- exposición (en especial si cursa con rash y/o linfadenopatías generalizadas). Ofrecer también apoyo psicológico.



Imagen 2.2 - Ejemplos de elementos de protección personal.

NORMAS DE BIOSEGURIDAD EN EL LABORATORIO

En el laboratorio existen elementos nocivos, potencialmente peligrosos, y de diferente naturaleza.

Un accidente puede ocurrir por múltiples causas, pero casi siempre se debe a errores humanos. Cuando ocurre se puede clasificar según el grado de daño que se genera y va desde un inconveniente sin mayores repercusiones hasta ocasionar la muerte.

Es indispensable tratar de evitar que ocurran y de allí la importancia de los hábitos de trabajo y el conocimiento que tengamos del peligro.

Es importante que en el laboratorio RECONOZCA:

- Los distintos "CARTELES" colocados en el laboratorio
- Puertas de emergencia
- Acceso de agua y desagües
- Llaves de paso de gas
- Matafuegos y otros elementos para sofocar un incendio
- Duchas de emergencia
- Ubicación de los materiales de laboratorio y equipos

ELEMENTOS DE RIESGO, HÁBITOS E HIGIENE

La posibilidad de ingerir o beber sustancias tóxicas en vasos mal lavados, contaminados por accidente, debe tenerse en cuenta, de modo que lo más prudente para nuestra salud es considerar que el laboratorio es un lugar de trabajo no apto para el consumo de alimentos sólidos o líquidos.

1. GUARDAPOLVO:

Debe conservarlo limpio, mantenerlo abrochado y sin recoger las mangas. No usar ropa por arriba del guardapolvo. Debe permanecer dentro del área de trabajo evitando el contacto con la ropa de calle.

ES UN ELEMENTO DE CONTENCION DE CONTAMINANTES.

2. GUANTES:

Deben ser de látex o plástico descartable. La posibilidad de contaminarse o lastimarse se encuentra disminuida al usarlos. Sirven para cumplir con pautas higiénicas. Se debe cuidar de no tomar contacto con elementos de uso común, como el teléfono, con los guantes puestos, para evitar una contaminación o daño posterior.

3. BARBIJO:

Evita la penetración de polvos irritantes en las vías respiratorias como así también la contaminación del preparado con residuos de la respiración. Dado que la vía de ingreso más representativa de virus y bacterias es la vía aérea se recomienda su uso.

4. COFIA:

Sirve para cumplir con pautas higiénicas.

5. PROTECCIÓN DE LOS OJOS:

- Es importante proteger los ojos con anteojos o máscaras en caso de:
 - Las salpicaduras con ácidos producen lesiones serias en la córnea.
 - Cuando se trasvasan cantidades apreciables de líquidos corrosivos.
 - Con los vapores emanados de los químicos y salpicaduras.
- Otros peligros y la forma de evitarlos: operaciones comunes de laboratorio generan aerosoles, soplado del líquido que queda en la pipeta o eliminación del aire que queda en una jeringa cargada.
- El pipeteo con la boca debe ser evitado, por lo que se usaran dispositivos como probetas o pipetas automáticas.

- Todo producto que no se conoce, debe ser tratado como tóxico. En caso de accidente, la primera medida es lavar el área con agua fría.
- Productos inflamables se calientan con mantas calefactoras, se almacenan en contenedores de metal en áreas frías.
- Productos corrosivos como ácidos o álcalis se agregan siempre sobre agua. **NUNCA HAY QUE DAR DE BEBER AL ÁCIDO.** El amoníaco concentrado se trata como ácido fuerte.
- Productos explosivos como éter, ácido pícrico, o azida sódica, usada en farmacia y bioquímica para la conservación de soluciones de referencia de ácido úrico, y conservación de antígenos para reacciones inmunológicas.
- El ácido pícrico al 2% se usa al igual que el linimento óleo calcáreo para curar quemaduras.
- El contacto de la azida sódica con metales forma explosivos primarios muy sensibles. Las soluciones que contengan azida sódica no deben descargarse en cañerías metálicas o bien deben ser arrastradas con abundante agua u otros reactivos.
- En caso de salpicaduras deben neutralizarse adecuadamente en cada caso y adsorberse.
- El material usado se descarta en bolsas apropiadas rotuladas debidamente. El área debe ser limpiada y desinfectada para evitar otros accidentes.

MANEJO DE PRODUCTOS QUÍMICOS

Condiciones generales:

Todo producto químico implica un riesgo para el operador, por lo tanto es importante reconocerlos y manejarlos en forma apropiada. Se debe:

- Rotular debidamente aclarando si necesita algún tratamiento especial, indicando toxicidad propiedades químicas (volatilidad, inflamabilidad o explosiva). No almacenar productos volátiles en la heladera y manejar los mismos bajo campana.
- Usar de protectores oculares, para trabajar con productos químicos peligrosos.

NORMAS PARA MANIPULAR INSTRUMENTOS Y PRODUCTOS

- Antes de manipular un aparato o montaje eléctrico, desconéctalo de la red eléctrica.
- No poner en funcionamiento un circuito eléctrico sin que el docente haya revisado la instalación.
- No utilizar ninguna herramienta o máquina sin conocer su uso, funcionamiento y normas de seguridad específicas.
- Manejar con especial cuidado el material frágil, por ejemplo, el vidrio.
- Informar al docente del material roto o averiado.
- Fijarse en los signos de peligrosidad que aparecen



“Las normas de bioseguridad no son represivas, surgen como una forma de conservar la vida en plenitud”

en los frascos de los productos químicos.

- Lavarse las manos con jabón después de tocar cualquier producto químico.
- Al concluir la práctica de laboratorio, limpiar y ordenar el material utilizado.
- Si se salpica accidentalmente, lavar la zona afectada con agua abundante.
- Si se salpica la mesada, limpiarla con agua y secarla después con un paño o papel descartable.
- Evitar el contacto con fuentes de calor. No manipular cerca de ellas sustancias inflamables. Para sujetar el instrumental de vidrio y retirarlo del fuego, utilizar pinzas de madera.
- Todos los productos inflamables deben almacenarse en un lugar adecuado y separados de los ácidos, las bases y los reactivos oxidantes.
- Los ácidos y las bases fuertes han de manejarse con mucha precaución, ya que la mayoría son corrosivos y, si caen sobre la piel o la ropa, pueden producir heridas y quemaduras importantes.
- No dejar destapados los frascos ni aspirar su contenido. Muchas sustancias líquidas (alcohol, éter, cloroformo, amoníaco, etc) emiten vapores tóxicos. No oler, probar ni tocar drogas o productos químicos de conocida agresividad.
- Un principio preventivo elemental es conocer que todas las sustancias químicas pueden ser nocivas y ante ellas se debe adoptar medidas que eliminen el peligro.



“Nadie previene lo que no conoce”

EMERGENCIAS

Los accidentes pueden producirse por varias causas: líquidos inflamables, sustancias tóxicas, material contaminado, vapores o gases a presión, mal funcionamiento o manejo de equipos, fenómenos térmicos, eléctricos o mecánicos.

En caso de ingestión accidental: consultar el tratamiento en el centro de atención sanitaria más cercano. En caso de producción de aerosoles: se debe evacuar el área por lo menos por 1h, para que sedimenten las partículas de mayor tamaño. Luego se desinfecta y se limpia la zona, usando ropa protectora. Las personas expuestas deben consultar a un médico.

DESINFECCIÓN QUÍMICA

Los agentes químicos más usualmente empleados para la desinfección en el laboratorio mediante inmersión o flotación son: Hipoclorito de sodio en diluciones de 0,1 a 1%, Cloramina al 2%, alcohol etílico (etanol) o alcohol isopropílico al 70%, Iodopovidona al 2,5%, formaldehído al 4%, glutaraldehído al 2%. Peróxido de hidrógeno al 6% y compuestos de Amonio cuaternarios.

La mayoría de los desinfectantes químicos tienen efectos tóxicos, por lo cual el operador debe conocer la información que brindan las Hojas de Seguridad. El producto deberá ser manipulado con guantes, delantal y protección ocular al momento de preparar las diluciones a partir de las soluciones stock.

La elección de desinfectantes químicos para utilizar sobre equipos, materiales, superficies de laboratorio o desechos contaminados dependen de los siguientes factores: - Cantidad y naturaleza de los microorganismos a destruir: esporas y células vegetativas, bacterias y virus. - Interacción con otros químicos activos presentes. - Medio en que se encuentra: en diferentes medios de cultivo, tejidos, sobre algún material (superficie o material contaminado), etc. - Tiempo de contacto. - pH, temperatura, concentración usada. - Costo.

Si se utiliza el hipoclorito de sodio, al preparar la solución se deberá tener en cuenta en que: el hipoclorito comercial contiene generalmente un 5% de cloro activo, la solución se debe preparar en el día y no debe mezclarse con detergente.

MÉTODOS DE LAVADO Y LIMPIEZA

Lavado de guardapolvos

1. Colocar el guardapolvo después de su uso en un balde separado de la ropa de uso diario.
2. Desinfección: con solución de hipoclorito de sodio al 1%. Dejar en contacto con dicha solución durante 30 minutos aproximadamente.
3. Primer Enjuague: con agua potable.
4. Dejar en remojo con agua y jabón blanco toda una noche.
5. Lavar en forma manual restregándolo en forma reiterada.
6. Enjuague final: con agua potable.
7. Escurrido y secado.

Limpieza de la superficie de trabajo

1. Preparar una solución de hipoclorito de sodio al 0,5%.

2. Sumergir un paño en esta solución, dejándolo actuar 20 minutos.
3. Escurrir.
4. Repasar las superficies a limpiar.
5. Enjuagar las superficies repasándolas con el paño embebido en agua potable.

Limpieza del material

Para todo material que ya está en uso:

1. Cepillar bajo agua para retirar los restos groseros adheridos al vidrio sin usar jabón.
2. Sumergir en solución de detergente al 1/100 durante 24 hs. a temperatura ambiente.
3. Escurrir el detergente y cepillar enérgicamente con agua.
4. Enjuagar 10 veces cada pieza con agua corriente.
5. Enjuagar 2 veces con agua destilada.
6. Enjuagar 3 veces con agua bidestilada (únicamente si se utilizará el material para cultivo de tejidos).
7. Dejar escurrir.
8. Secar en estufa.
9. Envolver el material seco y guardarlo al abrigo del polvo.

El conocimiento del riesgo es la primera medida para una eficaz prevención.

¿Qué factores de riesgo están presentes en el ámbito de trabajo?

Para conocer los riesgos es indispensable conocer las sustancias químicas presentes, cuáles son los posibles efectos y cuáles las estrategias que se implementan como medida de prevención. Es muy importante saber a qué sustancias está expuesto diariamente cada trabajador según sus actividades.

¿En qué concentraciones están presentes las sustancias químicas en el ambiente de trabajo?

No solo se deben hacer pruebas para determinar la concentración de las sustancias químicas disponibles en el ambiente de trabajo sino también pruebas para determinar la concentración de sustancias químicas que se pudieron haber formado en el aire por reacción entre las sustancias disponibles y el aire. Los valores obtenidos deben ser comparados con los límites establecidos nacionalmente.

PROCEDIMIENTOS DE SEGURIDAD

Normas generales de Seguridad y Bioseguridad
Todo personal que tenga “contacto y/o ejecute tareas”

en las distintas áreas con elementos, de riesgo físico, químico y biológico, deberá estar debidamente entrenado y capacitado en las normas de seguridad inherentes a la actividad desarrollada.

Todo material contaminado, sólido o líquido, deberá ser descontaminado antes de su desecho. De no ser así, deberá descartarse en bolsas especialmente acondicionadas, de color rojo, para su posterior eliminación. A tal efecto, debe disponerse de recipientes específicos en las distintas zonas de trabajo, debidamente identificados. Toda persona que trabaje con sustancias químicas peligrosas o con riesgo biológico se deberá higienizar y/o descontaminar adecuadamente antes de retirarse del sector.

El uso de los elementos de protección personal es obligatorio en los lugares y las tareas donde se indica su empleo, debiendo ser el mismo adecuado al riesgo. El ingreso a las áreas específicas, estará restringida a aquellas personas cuyas tareas lo justifiquen, y que hayan sido capacitadas e informadas de los riesgos a los que está sometida con su ingreso.

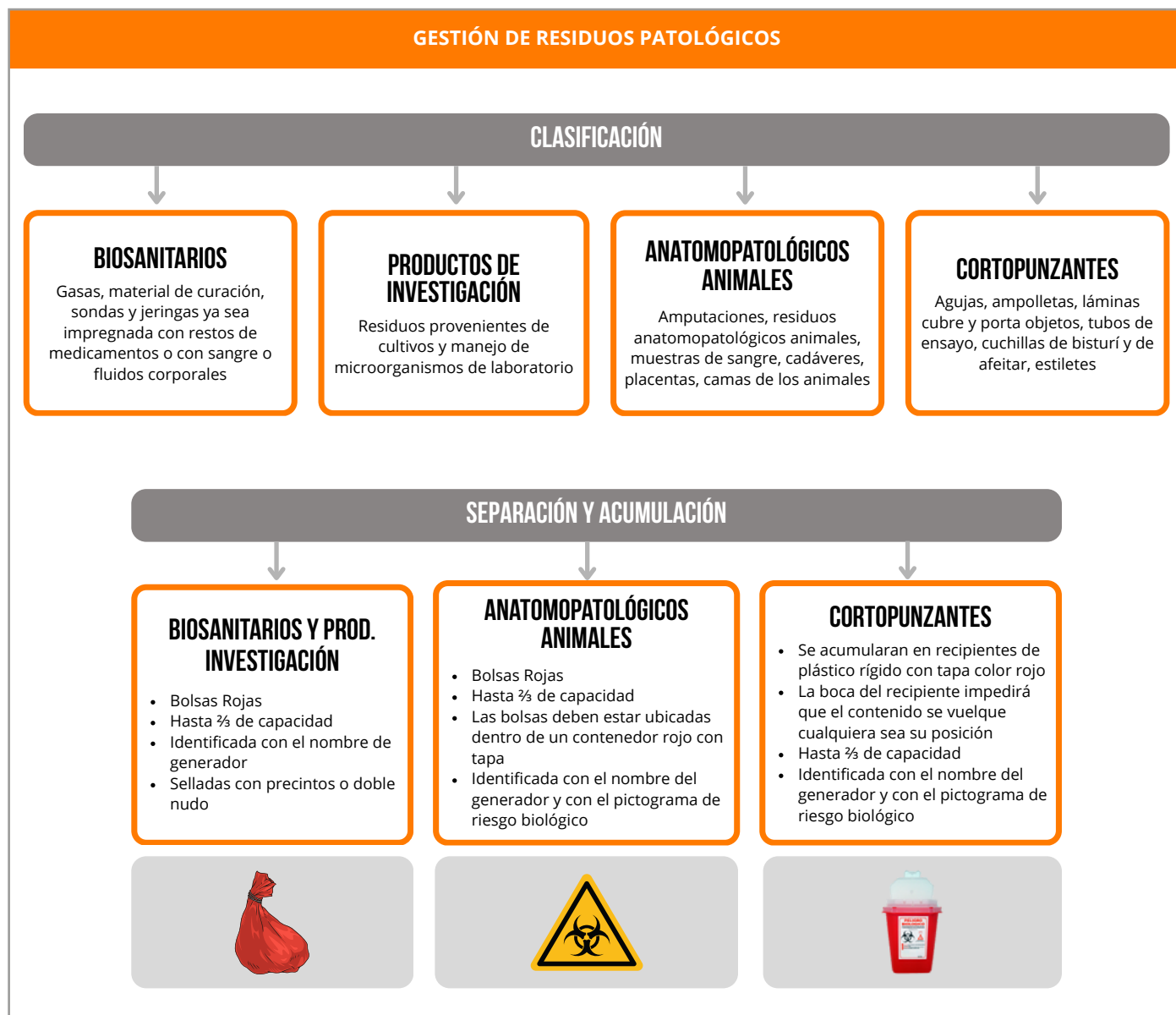
Los lugares de trabajo se deberán mantener limpios. En aquellos donde exista riesgo biológico se deberá descontaminar por lo menos una vez al día o luego de cada derrame de material viable, utilizando agentes probadamente efectivos contra los agentes con que se trabaja. Está prohibido comer, beber y fumar en áreas que no se encuentren especialmente habilitadas para ello.

RESIDUOS HOSPITALARIOS

Manejo de Residuos Patológicos: Son aquellos generados durante las diferentes etapas de atención (diagnóstico, tratamiento, inmunizaciones, investigaciones, necropsias, etc.) y por lo tanto han entrado en contacto con el hombre y los animales. Estos residuos presentan diferentes niveles de peligro potencial de acuerdo al grado de exposición que hayan tenido con los agentes infecciosos que provocan las enfermedades.

Los siguientes tipos de residuos deben ser clasificados y manejados como residuos patológicos:

- Sangre y residuos de productos sanguíneos tales como suero, plasma, y otros compuestos.
- Residuos patológicos: tejidos biológicos, órganos,



cadáveres y/o sus partes corporales amputadas, fluidos corporales que hayan sido removidos durante cirugías, biopsias, o necropsias.

- Elementos punzo-cortantes: agujas hipodérmicas, jeringas, bisturíes, pipetas descartables, tubos capilares, placas porta-objetos de microscopios y vidrios rotos.
- Los elementos punzo-cortantes contaminados son reconocidos como una categoría que requiere especial cuidado en su manipuleo debido al doble riesgo que presentan de ocasionar un daño y de inducir una enfermedad.
- Residuos contaminados de laboratorio: residuos potencialmente infecciosos generados en laboratorios de investigación médica, patológica, microbiológica, etc.
- Residuos originados en la atención de animales:

como criterio general para su determinación, se incluyen en esta categoría a todos los residuos contaminados groseramente con sangre, líquidos corporales, excreciones y secreciones.

- Productos biológicos desechados: esta categoría incluye a residuos biológicos, tales como vacunas y cultivos atenuados.

Eliminación de desechos

- **BOLSA NEGRA:** Residuos comunes / domiciliarios (que pueden eliminarse con la basura): papel, bolsas, vasos, restos de comida, material de laboratorio no contaminado.
- **BOLSA ROJA:** Residuos patogénicos: material biológico y material de laboratorio contaminado (jeringas, agujas, guantes, tubos descartables, restos de tejidos y órganos, etc).

El material de vidrio roto y cortopunzante deberá desecharse siempre en un recipiente resistente de plástico o metálico.

Los cultivos, tejidos, fluidos corporales, coágulos, etc. deben colocarse en un recipiente con cierre hermético (previo tratamiento con solución de hipoclorito de sodio 0,5%) antes de colocarlo en la bolsa.

Las agujas contaminadas, objetos punzantes y restos de vidrio roto deberán colocarse previamente en recipientes irrompibles.

Portaobjetos, tubos, etc. deberán descontaminarse previamente en una solución de hipoclorito de sodio 0,5% durante 24 hs. antes de su descarte.

Residuos Líquidos Patológicos: Deben desecharse usando botellas o recipientes plásticos resistentes a los golpes y a posibles corrosiones. Estos recipientes deben tener tapa a rosca o ajustable hermética que permita el cierre sin de todas las intervenciones, ya sea al insertar un dispositivo médico invasivo, manipular una herida quirúrgica, o al realizar una inyección.



Imagen 2.3 - Residuos patológicos.



Imagen 2.4 - Eliminación adecuada de residuos hospitalarios (guantes).

CONCLUSIÓN

La bioseguridad constituye uno de los pilares fundamentales de la práctica veterinaria, especialmente en el ámbito hospitalario y docente. No se trata únicamente de un conjunto de normas o procedimientos, sino de una filosofía de trabajo basada en la prevención, la responsabilidad y el respeto por la vida en todas sus formas. Aplicar las medidas de bioseguridad implica reconocer que cada acción realizada dentro del hospital —desde el contacto con un paciente, la manipulación de muestras biológicas o el descarte de residuos, hasta la higiene personal y la organización del entorno— tiene un impacto directo en la salud animal, humana y ambiental.

La formación de los futuros médicos veterinarios requiere consolidar una conciencia profunda sobre la importancia de mantener entornos seguros, tanto para el equipo de trabajo como para los animales bajo cuidado. En este sentido, la bioseguridad debe integrarse de manera transversal en todas las actividades clínicas, prácticas y académicas, de modo que los estudiantes internalicen los principios de precaución y protección como parte de su identidad profesional.

El cumplimiento estricto de los protocolos no solo previene la transmisión de agentes patógenos y la ocurrencia de accidentes laborales, sino que también refleja un compromiso ético con la salud pública y el bienestar colectivo.

El Hospital Escuela se erige como un espacio de aprendizaje, investigación y servicio a la comunidad, donde la bioseguridad adquiere un valor estratégico. A través de su correcta implementación se garantiza un entorno controlado, en el que es posible brindar atención médica de calidad, minimizar los riesgos biológicos y fomentar la práctica responsable. La participación activa de cada integrante —estudiantes, docentes y personal técnico— resulta esencial para mantener la integridad del sistema y asegurar su efectividad.

En definitiva, la bioseguridad no debe ser entendida como una obligación impuesta, sino como un compromiso permanente con la excelencia, la ética y la seguridad. Su correcta aplicación permite que la enseñanza práctica de la medicina veterinaria se desarrolle en un marco de respeto, profesionalismo y cuidado mutuo. Fomentar la cultura de la prevención y la responsabilidad compartida es el camino hacia una medicina veterinaria más consciente y segura.

3

CAPÍTULO 3: TÉCNICAS Y PROCEDIMIENTOS DE ATENCIÓN

3.1 | TÉCNICAS Y PROCEDIMIENTOS DE ATENCIÓN

I. CONTROL DE PARÁMETROS VITALES

1) PRESIÓN ARTERIAL

Es la fuerza de su sangre al empujar contra las paredes de sus arterias.

OBJETIVO: Conocer y valorar la presión arterial del paciente. Detectar posibles alteraciones en la función hemodinámica del paciente.

MATERIALES: Esfingomanómetro.

VALORES NORMALES (MEDIA):

- Canino: 80-120 mmHg
- Felino: 100-150 mmHg

PROCEDIMIENTO:

1. Comprobar el correcto funcionamiento del equipo.
2. Colocación del paciente sobre la camilla.
3. Colocar al paciente en decúbito esternal.
4. Elección del manguito adecuado para el tamaño del paciente.
5. Estirar el miembro elegido y colocación del manguito en el medio del miembro, con la manguera en dirección media.

6. Realizar la toma 7 (siete) veces, tratando de que el paciente esté lo más inmóvil posible.
7. Eliminar el resultado máximo y el mínimo, y con los restantes obtener luego una media.

OBSERVACIONES:

- Realizar la toma en un lugar tranquilo, evitando que los resultados se vean alterados por estrés y movimientos del paciente.
- Elección del manguito de presión arterial según el tamaño del paciente.



Imagen 3.1 - Toma de presión arterial en paciente felino.

2) PULSO

Serie de ondas de presión en el interior de una arteria, por causa de las contracciones del ventrículo izquierdo en correspondencia con el ritmo cardiaco.

OBJETIVO: Conocer la frecuencia y ritmo cardiaco.

MATERIALES: Guantes, cronómetro.

VALORES NORMALES:

- Canino: 60 a 180
- Felino: 140 a 220

PROCEDIMIENTO:

1. Colocación del paciente sobre la camilla limpia.
2. Colocación de guantes.
3. Identificar por medio de la palpación la arteria a utilizar el pulso: femoral, carótida y axilar (solo en animales muy delgados).
4. Una vez identificada, apoyar la yema suavemente de los dedos índice y mediano.
5. Contar las pulsaciones por 1 (un) minuto.

OBSERVACIÓN:

- Debe realizarse en un lugar tranquilo.
- Minimizar los movimientos del paciente.
- Debemos evaluar la frecuencia y volumen del flujo.

3) TEMPERATURA CORPORAL

Es el equilibrio entre la producción de calor y el calor perdido por la transpiración, conducción, excreción y respiración.

OBJETIVO: Determinar si los valores se encuentran dentro de los parámetros normales.

MATERIAL: Guantes, sol. fisiológica/vaselina, termómetro, antiséptico, algodón.

VALORES NORMALES:

- Caninos: 37.5-39 °C
- Felinos: 38-39.5 °C

PROCEDIMIENTO:

1. Colocación del paciente sobre la camilla limpia.
2. Colocación de guantes.
3. Termómetro digital: Prender el termómetro y esperar que calibre.

4. Lubricar el termómetro con solución fisiológica/vaselina.
5. Levantar la cola de animal.
6. Introducir el termómetro por el ano suavemente con movimientos circulares.
7. Mantener el termómetro por 2/3 min, en el caso del de mercurio, o hasta que suene en el digital.
8. Retirar el termómetro y hacer lectura, luego desinfectar con algodón y antiséptico.

OBSERVACIONES:

- La toma de temperatura debe ser el primer parámetro a evaluar ya que puede verse modificado por el estrés del examen físico.
- Tener en cuenta el clima y si el animal llegó caminando.
- Si no se pudiera tomar vía rectal, se pueden utilizar vía vaginal y bucal, pero habrá que aumentar el tiempo de toma y puede existir variación de 0.5-1 °C con la temperatura central.
- Los restos de MF que pudieran quedar en el termómetro pueden ser utilizadas para realizar análisis coproparasitológico directo simple si se lubrico el termómetro con solución fisiológica o agua.

4) FRECUENCIA CARDIACA

Número de ciclos cardíacos que ocurren por minuto.

OBJETIVO: Cuantificar el en paciente el número de latidos por minuto y sus características.

MATERIALES: Estetoscopio, cronómetro.

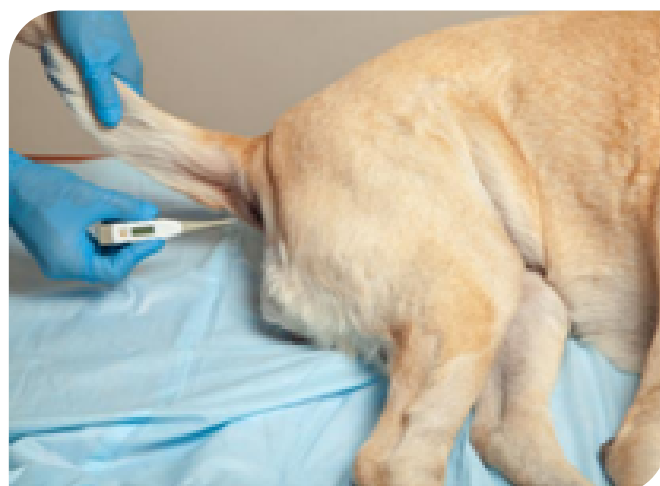


Imagen 3.2 - Toma de temperatura en paciente canino.

VALORES NORMALES:

- Caninos: 60-160 lpm
- Felinos: 100-200 lpm

PROCEDIMIENTO:

1. Colocación del paciente sobre la camilla limpia.
2. Colocar el estetoscopio en el tórax, en el tercio ventral de 3° a 6° costillas del lado izquierdo.
3. Contar el número de latidos en 1 (un) minuto.

OBSERVACIONES:

- Aparte de contar la frecuencia, debemos evaluar tipo y características de los latidos.
- Tener en cuenta el clima, si realiza actividad física previamente o si presenta dolor.
- Animales obesos tener en cuenta que la FC puede verse aumentada, o puede escucharse débil.

5) FRECUENCIA RESPIRATORIA

Número de ciclos respiratorios que ocurren por minuto.

OBJETIVO: Cuantificar en el paciente el número de respiraciones por minuto y sus características.

MATERIALES: Estetoscopio, cronómetro.

VALORES NORMALES:

- Canino: 10-30 rpm
- Felino: 20-40 rpm

PROCEDIMIENTO:

1. Colocación del paciente sobre la camilla limpia.
2. Observar y contar las elevaciones del tórax y/o abdomen por un minuto.
3. Colocar la mano/estetoscopio sobre el tórax del paciente si no es posible observar el movimiento de las respiraciones.
4. Contar el número de respiraciones en (1) un minuto.

OBSERVACIONES:

- Aparte de contar la frecuencia, debemos evaluar tipo y características de la respiración, preferentemente con el paciente en estación.
- Tener en cuenta el clima, si realiza actividad física previamente o si presenta dolor.

II. VENOCLISIS

VENOCLISIS: (sufijo = CLISIS significa acceso/introducción por vía parenteral). Punción de vaso o vena periféricas. Se utiliza como sinónimo de canalización.

OBJETIVO: Mantener una vía venosa permeable para realizar fluidoterapia o administrar medicación.

MATERIALES: Máquina de cortar el pelo, guantes, banda smarch, alcohol, algodón, catéter, cinta hipoalergénica, cinta adhesiva de tela.

PROCEDIMIENTO:

1. Tricotomía para asepsia de la zona, luego desinfección con alcohol.
2. Se coloca una banda de smarch, guantes o gomilla sosteniéndola con una hemostática para la ingurgitación de la vena, en proximal al punto de inserción.
3. Selección del catéter. Colocarlos en un ángulo de 15° (previamente fijando con el pulgar la vena) y se realiza la punción, con el bisel hacia arriba.
4. Una vez que se observa sangre en el cono, se desenvaina completamente el catéter.
5. Se suelta la banda de smarch, guante o gomilla.
6. Se realiza fijación con cinta hipoalergénica y adhesiva.

OBSERVACIONES:

- Para la elección de la vena a utilizar se debe tener en cuenta el estado de la vena, la edad del animal, estado general.
- Periféricas: cefálica, safena, femoral, metacarpianas

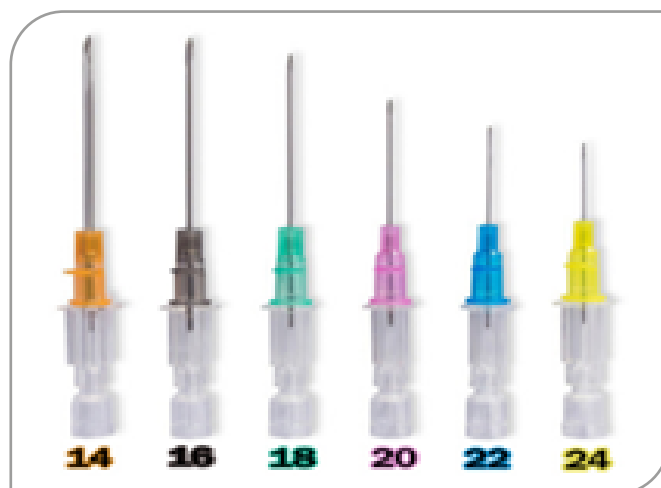


Imagen 3.3 - Calibres de Abbocath.

y metatarsianas, intraósea en neonatos (fosa trocan-
térica del fémur, cabeza del húmero, ala ilíaca).

- Centrales: yugular, en pacientes de alto riesgo, permiten la administración de volúmenes grandes.
- Elección del catéter:
 - Su tamaño es proporcional al tamaño del vaso a canalizar
 - Los catéteres periféricos se insertarán preferen-
temente desde la zona distal a proximal.

III. CURACIÓN DE HERIDAS

Es una serie de intervenciones terapéuticas y cuidados destinados a promover la reparación de tejidos dañados y a restaurar la integridad y función de la piel y otros tejidos.

OBJETIVO:

- Prevención de infecciones.
- Promoción de la cicatrización.
- Control del dolor.
- Restauración de la funcionalidad del tejido.

MATERIALES: guantes, gasas, solución salina, anti-
sépticos, maquina de cortar pelo, apósitos, vendas,
suturas.

PROCEDIMIENTO:

1. Colocación del paciente en la camilla con sujeción apropiada.
2. Valoración de la herida mediante inspección. Evaluar necesidad de sedación y materiales a utilizar.
3. Como procedimientos básicos y generales podemos nombrar:
 - Control de sangrado (si es necesario) con presión directa: Aplica presión directa sobre la herida con una gasa estéril para detener el sangrado
 - Realizar tricotomía del área circundante.
 - Realizar un lavado por arrastre, con abundante agua o sol. fisiológica y cualquier antiséptico no irritante. De tener gran cantidad de materia orgánica adherida, puede usarse agua oxigenada con posterior enjuague.
 - Realizar una limpieza y desbridamiento exhaustivo, extrayendo el tejido desvitalizado, los posibles cuerpos extraños y suciedad adherida.
 - Una vez limpia y desbridada, se deberá evaluar la

severidad y extensión de la herida para plantear su resolución y cuidados posteriores.

- Realizar suturas en caso de ser necesario y posible, según el tipo de herida.
- Colocación de apósitos y vendajes para proteger la herida de autolesiones.
- Realizar tratamiento sistémico.

OBSERVACIONES:

- Para la curación por segunda instancia de heridas pequeñas puede utilizarse azúcar blanca como ayuda, siempre acompañada de limpiezas.
- Informar a los tutores sobre las medidas de cuidado y cambio de apósitos/ vendajes, como así también la importancia de que se mantenga una correcta higiene y control de la misma.

IV. RECOLECCIÓN DE MUESTRAS

1) SANGRE

La sangre es la muestra más utilizada en el laboratorio, por lo que es fundamental conocer cómo vamos a recoger la sangre, es decir en qué condiciones de acuerdo al pedido de los analitos que realicen los médicos veterinarios para hacer un diagnóstico.

Los **estudios hematológicos** incluyen:

1. Hemograma, (es un estudio que nos permite conocer las células de la sangre desde un punto vista cualitativo y cuantitativo). Se recoge la sangre con EDTA dilución 1/100.
2. Pruebas para evaluar la hemostasia, (estudios que permiten conocer la funcionalidad de los factores de la coagulación). Se recoge la sangre con citrato de sodio al 3,8%, dilución 1/10.
3. Estudio bioquímico, abarca el dosaje de proteínas, enzimas hepáticas y pancreáticas, glucosa, colesterol, triglicéridos, dosaje de marcadores renales como urea y creatinina, iones, dosaje de anticuerpos, etc. Se recoge la sangre sin anticoagulante.

REQUISITOS PARA OBTENCIÓN DE LA MUESTRA

1. Material seco.
2. Agujas de calibre apropiado, bisel afilado.
3. Buena sujeción del animal.
4. Buena técnica de extracción.

5. Manejo suave de la muestra.
6. Elección correcta del anticoagulante.
7. Buena mezcla del anticoagulante con la muestra.

MATERIALES

- Agujas de distintos tipos y medidas, butterfly. Jeringas descartables.
- Anticoagulantes: E.D.T.A, Citratos, Heparina.
- Manijas de sujeción, lazo, mocheta, mordaza, banda de Esmarch, etc.
- Desinfectantes, antisépticos, tijeras, algodón.

TÉCNICA DE EXTRACCIÓN DE SANGRE

1. Antes de punzar una vena superficial, es de gran ayuda confirmar su localización y su funcionalidad mediante la aplicación de una presión digital por unos momentos hasta que se detecte la distensión. Esto señala la posición de la vena.
2. Se prepara la piel previa tricotomía y/o rasurado del pelo y se limpia el área con cualquier antiséptico utilizado en cirugía. Este debe dejarse evaporar, antes de introducir la aguja dentro de la vena.
3. Generalmente es necesario ingurgitar la vena mediante la aplicación de presión con los dedos o un torniquete solo ligeramente apretado y que el éxtasis venoso local no se mantenga por un período superior a 2 minutos antes de tomar la muestra para no producir alteraciones en las proporciones celulares de la sangre.
4. Se inmoviliza la vena estirando la piel sobre la misma.
5. Se introduce la aguja con un ángulo de 30°; ésta debe tener un buen filo para minimizar traumatismos y para facilitar la operación (o la introducción) y además evitar la contaminación con fluidos tisulares que por su gran contenido en trombo-plastina pueden resultar en una agregación plaquetaria o en una coagulación parcial o total de la muestra, lo que nos invalida su posterior utilización.
6. Con una ligera tracción del émbolo de la jeringa determinará si estamos en vena.
7. En caso afirmativo la sangre debe fluir libremente hacia la jeringa, se debe evitar la succión violenta que puede provocar el colapso de la vena por el vacío que produce.
8. Luego se extrae la aguja, interrumpiendo la presión que se ejercía en la vena.
9. Se comprime por algunos minutos la piel sobre el punto

de punción con un algodón embebido en antiséptico.

10. Para transferir el contenido de la jeringa a un recipiente con anticoagulante apropiado se debe separar la aguja y descargar la sangre haciéndola deslizar suavemente por las paredes del tubo que deberá ser tapado inmediatamente.
11. Luego se procede a hacerlo rotar suavemente entre índice y pulgar, inclinando levemente el tubo en forma alternativa, hacia arriba y abajo permitiendo así la correcta homogeneización de la sangre con el anticoagulante. Es aceptable un volumen de sangre de 5 ml. para un adecuado estudio hematológico de rutina; en especies menores (canino, felino) este volumen puede reducirse a 2 ml.

PROCESAMIENTO Y CONSERVACIÓN

Una vez obtenida la muestra es conveniente procesarla inmediatamente. En caso contrario se debe colocar en un refrigerador a 4°C y desecharse después de haber transcurrido más de 24 hs.

Si sólo se requieren unas gotas de sangre, éstas se obtienen rasurando un área de la superficie externa de la oreja, cerca del borde y luego de realizar la antisepsia de la zona, se punza la vena con una aguja o un instrumento puntiagudo adecuado. También se puede obtener pequeñas cantidades por punción de los pulpejos digitales (en pequeñas especies).

En grandes animales (cerdo, bovino) por un corte en la punta de la cola o una pequeña incisión en la mucosa de los labios.

Las agujas y jeringas utilizadas deben ser perfectamente secas, de lo contrario puede producir hemólisis.

La hemólisis dentro de una aguja está directamente relacionada con diámetro dentro del conducto y la velocidad de flujo.

EXTRACCIÓN DE SANGRE EN PEQUEÑOS ANIMALES

- **YUGULAR:** El animal debe estar colocado sobre la mesa en decúbito esternal. Con una mano, la persona que lo inmoviliza le extenderá el cuello hacia arriba, agarrando el hocico y extendiendo la cabeza. Con la otra mano le sujetará las extremidades delanteras. Con los perros a veces es más sencillo dejar que tomen una postura como de sentados. Hay que distender la vena aplicando presión en el lateral de la zona traqueal con el pulgar de la mano libre e insertar la aguja con el bisel hacia arriba en un ángulo como de 30 grados.

ANIMALES PEQUEÑOS		
ESPECIE	VENA	AGUJA
CANINO	Cefálica, Safena, Yugular	25/5, 30/7, 30/8
FELINO	Yugular	30/8
RATA	Corazón, Seno orbital	30/8, Microhematocrito
RATÓN	Seno orbital	Microhematocrito

ANIMALES GRANDES		
ESPECIE	VENA	AGUJA
BOVINO	Yugular, Mamaria, Coccígea	50/12, 40/8, 15/12
EQUINO	Yugular	40/12
PORCINO	Cava anterior, Seno orbital	120/12, 30/8
OVINO	Yugular, Safena, Cefálica	40/10

- **CEFALICA:** Se coloca al animal en la mesa en posición de decúbito esternal. Una persona sujetará con una mano la cabeza agarrando el hocico y alejándolo del miembro que se va a utilizar. Con la otra mano tomará y estabiliza el codo desde el lado, comprimiendo la vena dorsalmente para visualizarla mejor. La compresión en la extremidad puede realizarse también con un torniquete.
- **SAFENA:** El animal se debe colocar en posición decúbito lateral con los miembros hacia la persona que sacará la sangre y con el lomo hacia el ayudante. Se deben sujetar los miembros anteriores, la cabeza y el miembro posterior que no va a ser usado para sacar sangre (el que está pegado a la mesa). Se sujetan los miembros anteriores y la cabeza tomando los carpos y estirándolos hacia delante mientras se estabiliza el cuello del paciente con el antebrazo de la misma mano. El ayudante sujetará el miembro posterior superior a nivel de la rodilla para estabilizar la pata y distender la vena para la inyección. La persona que realice la extracción sostendrá el miembro desde el tarso e insertará la aguja en la vena y extraerá la sangre.

EXTRACCIÓN DE SANGRE EN BOVINOS, OVINOS, EQUINOS, CERDOS Y AVES

- **BOVINOS:** Se puede extraer sangre de las venas yugular, mamaria (abdominal subcutánea) y

caudales y de las arterias carótida, caudal y braquiales. La vena yugular puede ser ingurgitada presionando con los dedos el canal yugular. El vaso prominente se observa bien en la mayoría de las vacas y se palpa fácilmente en los animales obesos. Tiene aproximadamente 2 cm de diámetro. Se introduce en la vena una aguja larga calibre 14 y de 5 cm de longitud, o calibre 16 y 10 cm de longitud en un ángulo de 45° respecto a la piel paralelo al vaso.

- **OVEJAS:** La vena yugular es la más usada pero la vena y arterias femorales son también fáciles de punzar. Se hace una partición en la lana, a veces previamente cortada, para exponer un área de piel limpia. Realizar la asepsia correspondiente. La vena yugular se encuentra con frecuencia debajo de la piel pero puede estar incluida en el tejido adiposo.
- **CABALLO:** Se aborda la vena yugular. Con el pulgar izquierdo en el surco yugular a la mitad de su trayecto en el cuello, se comprime y sujeta la vena. Se clava la aguja (calibre 18-20 de 38 mm de longitud) en ángulo aproximado de 15° con la piel 1 cm arriba del pulgar que está sujetando el vaso, se introduce 1 ó 2 cm bajo la piel, se aumenta el ángulo a 45° y se empuja para que entre en la vena. La punción debe hacerse en un solo movimiento suave y continuo. Esto ayuda a disminuir el sangrado al retirar la aguja. De la carótida puede obtenerse sangre arterial, este procedimiento requiere práctica y no debe ser intentado en un animal valioso por una persona inexperta. Es más fácil obtener sangre

de la gran arteria metatarsiana, situada en una canaladura sobre la cara antero-externa del corvejón, entre el tercero y cuarto huesos metatarsianos. Se inyecta en la piel un poco de anestésico local, después de unos minutos, se pincha la arteria con una aguja de calibre 20 y 25 mm, mantenida en ángulo recto con el vaso, firmemente encajado en el surco óseo.

- **CERDO:** Se usan las venas de las orejas y cola y la vena cava anterior. Además, podemos citar la vena safena, y en casos normalmente experimentales, la vena porta o la punción cardiaca directa. De la oreja se toma sangre por una incisión pequeña de la vena con bisturí o por punción con una aguja. Para la vena yugular externa nos situamos lateralmente al animal, buscamos la zona ventral del cuello e introducimos la aguja en el surco yugular del cuello en dirección caudo-medio-dorsal por delante de la articulación del encuentro.
- **AVES:** Igualmente que para las otras especies la sujeción o inmovilización es de gran importancia para el éxito del procedimiento. Existen varios sitios de punción que serán elegidos de acuerdo a la experiencia del operador. La vena radial (alar), es el sitio de punción mas comúnmente elegido por su facilidad; se elige una de las dos alas, se levanta, se sujeta el ala libre junto con las patas del animal, seguidamente quien realiza la punción inmoviliza con los dedos pulgar e índice la vena alar, previo a esto se debe desplumar el recorrido de la vena con el fin de visualizarla mejor, con aguja número 21 se hace inserción sobre la vena en un ángulo de 15°, se debe tener cuidado de no extravasar ya que la pared de la vena es muy delgada y podría ocurrir con facilidad, observándose hematoma inmediatamente, si esto no sucede se procede a extraer la muestra, aproximadamente de 1 a 2 mL de sangre en aves de mayor tamaño, y en aves más pequeñas 0,5 mL ya que una cantidad mayor puede producir anemias en esta especie.

➤ **MUESTRAS PARA ESTUDIOS SEROLÓGICOS**

TIPO DE MUESTRA: Sangre (preferentemente suero o plasma en algunos casos indicados previamente).

PROCEDIMIENTO:

1. Utilizar una aguja y jeringa o sistema vacío estéril para extracción venosa (por ejemplo, vena cefálica, yugular o safena, según el animal).
2. Limpiar la zona con alcohol para evitar contaminación.
3. Extraer entre 5 a 10 ml según tamaño del animal y requerimiento.
4. Transferir la sangre a tubos sin anticoagulante para obtener suero (dejar coagular y luego centrifugar).
5. En caso de plasma, usar tubos con anticoagulante (EDTA, heparina o citrato, según indicación).

CONSERVACIÓN:

- Mantener en frío (4°C) y procesar o enviar al laboratorio lo antes posible (ideal dentro de 24-48 horas).
- Evitar congelación si no es estrictamente indicada.

➤ **MUESTRAS PARA ESTUDIOS BACTERIOLÓGICOS**

TIPO DE MUESTRA: Sangre, hisopados, tejidos, líquidos corporales, orina, materia fecal, etc. Es muy importante tener en cuenta que el material de recolección debe ser estéril.

PROCEDIMIENTO PARA HISOPADOS:

1. Usar hisopos estériles, preferentemente con medio de transporte (Amies o Stuart).
2. Limpiar la zona con solución salina estéril si es necesario.
3. Tomar muestra de la lesión, secreción o área sospechosa, evitando contaminación externa. Por cistocentesis para orina.

PROCEDIMIENTO PARA SANGRE:

1. Técnica aséptica para punción venosa.
2. Usar tubos estériles y con anticoagulante si es necesario.

CONSERVACIÓN:

- Mantener en frío (4°C).
- Enviar al laboratorio rápido, ideal en menos de 24 horas.

➤ **MUESTRAS PARA ESTUDIOS PARASITOLÓGICOS**

TIPO DE MUESTRA: Heces, sangre, raspados de

piel, orina, tejidos.

PROCEDIMIENTO PARA HECES:

1. Recolectar directamente de la cavidad rectal con guante o recipiente limpio.
2. Evitar contaminaciones con tierra o agua.
3. Cantidad: 5-10 gramos.

PARA SANGRE:

Igual que para serología, pero se puede hacer frotis o gota gruesa para ciertos parásitos.

PARA RASPADOS CUTÁNEOS:

Raspar suavemente con bisturí o cuchilla estéril en la zona afectada.

CONSERVACIÓN:

- En frascos limpios, sin aditivos.
- Refrigerar y enviar rápido.

2) ORINA

Procedimiento de obtención de una muestra de orina de un paciente para su análisis clínico.

OBJETIVO:

- Diagnosticar enfermedades renales.
- Detectar infecciones del tracto urinario.
- Evaluación general de la salud.

MATERIALES: Guantes desechables, alcohol, iodo, máquina de cortar el pelo, recipientes estériles para recolección de orina preferiblemente de plástico con tapa hermética o a rosca, catéter urinario, jeringa y aguja.

PROCEDIMIENTO:

1. Colocación del paciente sobre la camilla limpia.
2. Podemos realizarlo con diferentes métodos:
 - Cistocentesis: Punción directa en la vejiga con aguja estéril para obtener muestra libre de contaminación.
 - Cateterismo: Introducción de catéter urinario bajo asepsia.
 - Micción espontánea: Solo si no hay otra opción, recoger medio chorro en recipiente estéril.
3. Colocar la muestra en un recipiente esteril con todos los datos del paciente.

OBSERVACIONES:

- Almacenar la muestra refrigeradas (4-8°C) si no se envía inmediatamente.
- Elegir el método de recolección más adecuado según la condición clínica del animal y la finalidad del análisis.
- Utilizar técnicas estériles y asegurarse de manipular la muestra de manera que se minimice la contaminación.
- Recolectar una muestra adecuada en términos de volumen y calidad.
- Procesar idealmente en 1-2 horas para evitar proliferación bacteriana o cambios en la composición.

3) HISOPADOS

Procedimiento utilizado para obtener muestras de tejidos o superficies mucosas de animales con fines diagnósticos. Consiste en utilizar un hisopo estéril para recolectar células y material biológico de la zona de interés, que luego se envía al laboratorio para su análisis.

OBJETIVO:

- Diagnosticar infecciones bacterianas, fúngicas o virales.
- Identificar la presencia de parásitos o levaduras.
- Detectar células anormales que puedan indicar neoplasias o procesos inflamatorios.

MATERIALES: Guantes estériles, hisopos estériles (con o sin medio de transporte, dependiendo del análisis), tubos o recipientes estériles para los hisopos, alcohol, formularios de remisión.

PROCEDIMIENTO:

1. Colocación del paciente sobre la camilla limpia.
2. Colocación de guantes estériles.
3. Obtención de la muestra:
 - Cavidades corporales (nariz, boca, vagina, ano): insertar el hisopo estéril en la cavidad y rotar suavemente para recoger las células y fluidos.
 - Heridas y lesiones cutáneas: frotar el hisopo directamente sobre la superficie de la lesión, asegurándose de cubrir toda el área afectada.
 - Mucosas (ojos, boca, vaginal): Pasar el hisopo sobre la superficie de la mucosa, asegurándose de obtener suficiente material para el análisis.
4. Colocar el hisopo en un tubo o recipiente estéril.

Si se usa un medio de transporte, asegurarse de que el hisopo esté bien sumergido en el medio.

5. Etiquetar el recipiente con la información del paciente, la ubicación de la muestra y la fecha de toma.
6. Envío de muestra:
 - Etiquetar claramente el tubo o recipiente de transporte con la información del paciente (nombre del animal, especie, edad, número de identificación si aplica) y la ubicación específica del hisopado (por ejemplo, piel, mucosa oral, oreja derecha, etc.).
 - Asegúrate de que la muestra esté bien protegida para evitar derrames o contaminaciones durante el transporte. Utiliza bolsas o recipientes adecuados que puedan sellarse herméticamente.
 - Algunas muestras pueden requerir refrigeración o congelación para mantener su integridad hasta que lleguen al laboratorio.
 - Enviar la muestra al laboratorio lo más rápido posible después de recolectarla para minimizar el tiempo de exposición a temperaturas no ideales y asegurar la integridad de la muestra.

OBSERVACIONES:

- Limpiar adecuadamente el área donde se realizará el hisopado para evitar contaminaciones externas que puedan afectar los resultados.
- Utilizar un hisopo estéril adecuado para el tipo de muestra que se va a recolectar (por ejemplo, hisopo con medio de transporte para cultivos bacterianos o hisopo seco para análisis citológicos).
- Usar movimientos suaves y firmes para recolectar el material de la zona específica. Evitar presionar demasiado para no dañar la mucosa o la piel.
- Asegurarse de cubrir suficiente área con el hisopo para capturar una muestra representativa.

3) IMPRONTAS

Técnicas de muestreo utilizadas para obtener células de una lesión o tejido superficial.

OBJETIVO: Obtener una muestra celular de una lesión, órgano o tejido superficial para su examen citológico.

MATERIALES: Guantes estériles, portaobjetos de vidrio, cubreobjetos, alcohol, fijador citológico.

PROCEDIMIENTO:

1. Colocar al paciente sobre la camilla limpia.
2. Colocar los guantes estériles.
3. Desinfectar el área de la lesión o tejido superficial.
4. Métodos:
 - Si la lesión es superficial y exudativa: presionar un portaobjetos directamente contra la superficie de la lesión. Si la lesión tiene mucho tejido muerto o descamado, retirar primero éste exceso y luego hacer la impronta sobre la lesión en sí.
 - Si el tejido está recién cortado (por ejemplo, durante una cirugía o biopsia): utilizar tijeras o pinzas para obtener un pequeño trozo del tejido, presionar el portaobjetos contra la superficie del tejido cortado para transferir células.
5. Repetir el proceso de contacto varias veces en diferentes áreas del portaobjetos si es necesario, asegurándose de que las células se distribuyan de manera uniforme.
6. Dejar secar al aire libre o fijar inmediatamente con un fijador citológico, dependiendo del tipo de colorante que se utilizará.

OBSERVACIONES:

- Es crucial obtener una muestra adecuada sin demasiada contaminación de sangre o tejido no deseado.
- Realizar múltiples improntas puede aumentar la probabilidad de obtener una muestra representativa de la lesión.
- Asegurarse de que el animal esté adecuadamente contenido y, si es necesario, sedado para evitar movimientos bruscos que puedan dificultar la obtención de una muestra limpia.
- Etiquetar claramente los portaobjetos con el nombre del paciente, la ubicación de la muestra, y la fecha de toma.
- Enviar las muestras al laboratorio de diagnóstico lo antes posible.
- Si es necesario un envío prolongado, considerar el uso de métodos de envío que mantengan la temperatura y eviten la exposición a condiciones extremas.

4) RASPADO DE PIEL

Procedimiento médico utilizado para obtener una muestra de la piel de un paciente con el fin de diagnosticar infecciones, enfermedades dermatológicas

o infestaciones parasitarias de piel.

OBJETIVO: Obtener muestras de la capa superficial de la piel y folículos pilosos.

MATERIALES: Guantes estériles, bisturí, vaselina, portaobjetos de vidrio, cubreobjetos (si es necesario), alcohol.

PROCEDIMIENTO:

1. Colocación del paciente sobre la camilla limpia.
2. Colocación guantes estériles.
3. Preparación de la zona
4. Desinfectar suavemente el área circundante con alcohol sin tocar la lesión directamente.
5. Aplicar una pequeña cantidad de solución aglutinante (vaselina, agua, solución fisiológica, hidróxido de potasio) en el área a raspar para facilitar la recolección de muestras.
6. Métodos:
 - Raspaje superficial: Utilizar un bisturí estéril y raspar suavemente la superficie de la piel en la dirección del crecimiento del pelo, recolectar el material raspado en un portaobjetos de vidrio.
 - Raspaje profundo: para detectar ácaros como Demodex, raspar la piel hasta que aparezcan pequeñas gotas de sangre, asegurando que se obtenga material de los folículos pilosos. Recoger el material en un portaobjetos de vidrio.
7. Eliminar el material grosero y distribuir el material raspado de manera uniforme en el portaobjeto.
8. Colocar un cubreobjetos.
9. Etiquetar claramente los portaobjetos con el nombre del paciente, la ubicación de la muestra, y la fecha de toma.

OBSERVACIONES:

- Asegurarse de que el paciente esté adecuadamente contenido y calmado para evitar movimientos bruscos.
- Proporcionar al propietario instrucciones sobre cómo cuidar el área raspada, qué observar en términos de signos de complicaciones, y cuándo buscar atención veterinaria adicional.
- Limpiar y desinfectar el área raspada después de tomar la muestra y aplicar un antiséptico tópico.
- El agregado de KOH clarifica la muestra y mejora la lectura del material.

IV. COPROLÓGICO

Análisis de laboratorio que se realiza en una muestra de materia fecal con el objetivo de detectar y cuantificar la presencia de elementos parasitarios intestinales, incluyendo huevos, larvas, trofozoítos y quistes de protozoarios.

OBJETIVO: Detectar la presencia de parásitos intestinales a través de la detección de elementos parasitarios, bacterias y otros patógenos en heces de pequeños animales.

MATERIALES: Guantes desechables, recipientes limpios y secos preferentemente de plástico con tapa hermética, o a rosca, formularios de remisión.

PROCEDIMIENTO:

1. Colocación del paciente sobre la camilla limpia.
2. Colocación de guantes desechables.
3. Puede hacerse por tacto rectal o utilizando una jeringa.
 - Tacto rectal: se ubica al paciente la cabeza hacia el lado opuesto del personal que realizará en tacto, se levanta la cola y se realiza el tacto rectal introduciendo el dedo índice embebido en vaselina o sol.fisiológica, el residuo de materia fecal que quede en el guante se usará como muestra.
 - Con una jeringa: se embebe la jeringa con vaselina o solución fisiológica y se introduce lentamente con movimientos de rotación, se retrae el émbolo y se retira la jeringa.
4. Envío de muestra: Si se enviara a un laboratorio externo debe ser remitida en envases herméticos, con tapa a rosca, correctamente identificados con los datos del paciente, tutor, tipo de análisis, fecha de extracción de muestra, diagnóstico presuntivo breve historia clínica, datos del médico veterinario y entidad que solicita el análisis. Si el envío no es inmediato, mandar refrigerada la muestra.
5. Si será examinado en laboratorio del hospital: Llenar la ficha de solicitud, se la entrega en administración y se deja la muestra en laboratorio de parasitología.
6. Si la muestra es enviada a laboratorio externo, debe ser enviada con el protocolo correspondiente, según disponga el laboratorio.

OBSERVACIONES:

- Si la muestra no será examinada en el momento realizar el almacenamiento de la misma de la forma que corresponde según el tipo de examen solicitado.
- Informar al tutor la fecha aproximada de resultados, para que regrese y se instaure un tratamiento según los resultados.

V. CITOLOGÍA

Procedimiento mediante el cual se estudian células obtenidas de diferentes tipos de muestras biológicas, como tejidos, líquidos corporales o lesiones cutáneas.

OBJETIVO: Obtener una muestra celular que permita el diagnóstico de diversas enfermedades.

MATERIALES: Guantes estériles, alcohol, portaobjetos de vidrio, cubreobjetos, agujas finas (25-27G), jeringas (de 5-10 ml), recipientes para el envío de muestras, formularios de remisión y solicitud de análisis

PROCEDIMIENTO:

1. Colocación del paciente sobre la camilla limpia.
2. Colocar al paciente en una posición cómoda y segura.
3. Desinfectar con alcohol el área de donde se tomará la muestra.
4. Toma de muestra:
 - Aspiración con aguja fina: Utilizando una aguja fina y una jeringa, se inserta la aguja en la lesión o masa y se aplica succión suave mientras se mueve la aguja de manera delicada para recolectar células. Luego se libera la succión sobre un portaobjetos antes de retirar la aguja para evitar pérdida de la muestra.
 - Impresión directa: En caso de lesiones abiertas, se puede hacer una impresión directa presionando un portaobjetos contra la superficie de la lesión.
 - Raspado: Con una espátula o bisturí, se raspa suavemente la superficie de la lesión para recolectar células.
 - Frotis: Coloca una pequeña cantidad de la muestra en el centro de un portaobjetos, con otro portaobjetos extender la muestra en una capa fina y uniforme. Dejar secar al aire libre.

5. Extender la muestra en un portaobjetos para formar una capa fina y uniforme.
6. Dejar secar al aire o fijar inmediatamente con un fijador como alcohol 96 o metanol, dependiendo del tipo de colorante que se utilizará
7. Envío de muestra:
 - Etiquetar claramente los portaobjetos con el nombre del paciente, la ubicación de la muestra y la fecha de toma.
 - Colocar los portaobjetos en un estuche de transporte rígido para evitar daños durante el envío.
 - Incluir en el paquete un formulario de remisión con toda la información relevante del paciente, historia clínica, y descripción de la muestra y sitio de toma.
 - Enviar las muestras al laboratorio de diagnóstico lo antes posible.

Si es necesario un envío prolongado, considerar el uso de métodos de envío que mantengan la temperatura y eviten la exposición a condiciones extremas.

OBSERVACIONES:

- Priorizar el bienestar del paciente durante la recolección de muestras, asegurando un manejo suave y minimizando el estrés.
- Utilizar técnicas estériles y evitar la contaminación de la muestra con sangre u otros fluidos.
- Utilizar técnicas de fijación y preparación adecuadas para conservar la morfología celular.
- Manejar las muestras con cuidado para evitar daños a las células.

VI. ECOGRAFÍA

La **ecografía** es la técnica de elección para la observación y/o evaluación de los órganos blandos permitiendo evaluar el interior de los parénquimas visualizando los cambios en cuanto a textura, homogeneidad y ecogenicidad, incluyendo los fluidos. La ecografía cumple con una ventaja en la detección de los flujos vasculares mediante distintas técnicas de Doppler, es decir el flujo sanguíneo de los órganos a observar. Es una técnica rápida, no invasiva y generalmente no se necesita de algún tranquilizante o sedante siendo relativamente accesible.

PROCEDIMIENTO DE ATENCIÓN EN CONSULTORIO ECOGRÁFICO

- Preparación del equipo ecográfico
 - Encendido
 - Funcionando
- Ingreso de los datos del paciente en el equipo.
- Tricotomía (si el paciente lo requiere)
 - En una zona diferente a en donde se encuentra el equipo para manejar un nivel adecuado de limpieza del área.
- Definir el tipo de barrido ecográfico que se va a realizar (Abdominal, torácico, cardíaco, entre otras.)
- Definir la posición en que se va a colocar al paciente.
 - Decúbito lateral
 - Decúbito dorsal
 - Decúbito esternal
 - En estación (para pacientes que lo requieran. Ej: disneicos).
- Limpiar la piel con alcohol y aplicar gel de transmisión.
- Realizar el barrido ecográfico.
 - Si es abdominal realizar en sentido inverso a las manecillas del reloj.

Cuadrantes a nivel Abdominal:

 - Cistocólico
 - Esplenorenal
 - Hepatorenal
- Observación de las estructuras anatómicas para determinar si hay alteraciones. Medición especial de órganos si se requiere.
- Toma de imágenes ecográficas.
- Elaboración del reporte ecográfico.
- Secado del área observada del paciente.
- Apagado del equipo ecográfico.
- Limpieza y desinfección del transductor.
- Limpieza de la mesa de ecografía.

LIMPIEZA Y DESINFECCIÓN DEL TRANSDUCTOR

Los transductores deben limpiarse y/o desinfectarse según sea necesario entre usos, con un limpiador o desinfectante recomendado.

LIMPIEZA

Los agentes de limpieza para los transductores son:

- Detergente suave, casi neutro.
- Etanol (75%).
- Isopropanol (70%).

Para limpiar los transductores

- Desconecte el transductor del sistema.
- Limpe el área de contacto con el paciente, con un paño suave humedecido con la solución de limpieza hasta que no queden contaminantes visibles.
- Después de la limpieza, quite la solución de limpieza con un paño limpio o una toalla humedecida con agua del grifo hasta que no queden agentes de limpieza visibles.
- Limpe con un paño seco para eliminar la humedad residual.
- Deje que el transductor se seque al aire.

Advertencia

- Desenchufe el transductor del sistema antes de limpiarlo y desinfectarlo.
- Para evitar infecciones, use siempre guantes protectores cuando realice procedimientos de limpieza y desinfección.
- Prohibir la infiltración de cualquier tipo de líquido en el dispositivo o el traductor.

DESINFECCIÓN

Desinfección por pulverización o limpieza

Para cuando el transductor es aplicado a una superficie corporal intacta, que requiera un bajo nivel de desinfección.

- Desconectar el transductor del sistema.
- Usar guantes protectores para prevenir infecciones.
- Preparar la solución desinfectante (Etanol 75% o isopropanol 70%)
- Rociar la solución al transductor o limpiar con un paño suave humedecido con la solución desinfectante. (Seguir el tiempo y modo de contacto recomendados por el fabricante del desinfectante).
- Enjuagar el transductor de acuerdo con las instrucciones del desinfectante. Secar el transductor con un paño seco o dejar que se seque al aire.
- Inspeccionar el transductor para asegurarse de que no haya daños.

Desinfección por inmersión

Cuando el transductor es aplicado a una región corporal como una membrana mucosa o a un tejido estéril en cirugía, que requiera un alto nivel de desinfección.

- Desconectar el transductor del sistema.
- Usar guantes protectores para prevenir infecciones.
- Preparar la solución desinfectante (Glutaraldehído 1.8%-2.2%).
- Colocar el transductor limpio y seco en contacto

con el desinfectante. Por el tiempo especificado por el desinfectante.

5. Enjuagar el transductor de acuerdo con las instrucciones del desinfectante. Limpiar el transductor con un paño seco o dejar que se seque al aire.
6. Inspeccionar el transductor para asegurarse de que no haya daños.

Advertencias

No sumergir el adaptador de CA y el conector en las soluciones.

MANEJO DEL ECÓGRAFO

Para poder tener un manejo apropiado del ecógrafo primero se debe tener el conocimiento de las partes que lo conforman.

TRANSDUCTOR

Es el que produce ondas de sonido que rebotan en los tejidos del cuerpo y forman ecos, se captan esos ecos y los envía a una computadora que los usa para crear imágenes. Este transductor viene de diferentes formas para usarlos en diferentes partes del cuerpo.

TIPOS DE TRANSDUCTORES:

- **TRANSDUCTOR CONVEXO:** Es un transductor lineal pero con la superficie convexa, se utiliza principalmente en la exploración abdominal. Este transductor trabaja a bajas frecuencias y tiene profundidades de hasta 30 cm.
 - Macroconvexo: Frecuencias más bajas (3–8 MHz). Adecuada para el abdomen de perros grandes.
 - Microconvexo: Mayor frecuencia y huella más pequeña. Abdomen de pacientes pequeños y cuando solo se dispone de una pequeña ventana acústica. Ej: Abordaje intercostal de lesión pulmonar. Imagen triangular.
- **TRANSDUCTOR LINEAL:** Alta frecuencia (10–18MHz). Este transductor se utiliza principalmente para la evaluación de estructuras superficiales en un plano relativamente ancho y plano. Ej: revisiones vasculares, tendón del bíceps en un perro. Imagen rectangular.
- **TRANSDUCTOR SECTORIAL:** Este transductor se utiliza principalmente en exploraciones cardiacas (Ecocardiografía), debido a es de tamaño pequeño y de fácil manejo. Frecuencias de (2-5 MHZ) y pequeña huella plana.

MODOS DE PRESENTACIÓN ECOGRAFICAS

Existen tres tipos de ecografía, de los cuales dos se utilizan con mayor frecuencia:

- **MODO A:** Es el modo amplitud, se utiliza cuando se requieren mediciones precisas en profundidad y longitud.
- **MODO B:** Es el modo brillo, el brillo o la escala de grises es proporcional a la amplitud de los ecos de regreso y la posición corresponde a la profundidad en la que los ecos se originan a lo largo de una línea única.
- **MODO M:** Es el modo en movimiento, se utiliza en ecocardiografías junto con el modo B para la evaluación del corazón. Se registra la profundidad en el eje vertical y el tiempo en el eje horizontal.

TIPO DE IMÁGENES

Las estructuras histológicas de los tejidos, originan diferentes imágenes reflejadas en la pantalla del ecógrafo. En general, los parénquimas, al no varían mucho su histología, originan imágenes homogéneas en la pantalla del ecógrafo y así dando las características de la imagen. Gracias a esa homogeneidad puede verse alterada o puede verse con normalidad, mostrando las áreas delimitadas de cada órgano.

➤ IMAGEN ANECOICA

Es una imagen sin eco, es decir, se produce cuando el ultrasonido atraviesa un medio sin interfaces reflectantes. Debido a esto corresponde a con el negro y de tonalidades grisáceas.

Las lesiones correspondientes a esto serían los quistes, neoplasias, vasos sanguíneos o líquidos.

➤ IMAGEN HIPERECOICA

Es una escala de grises, es más clara en cuanto mayor es el grado ecogenicidad de la interface. Lo más frecuente que se observa son: las paredes gruesas, estructuras fibrosas y las estructuras calcificadas.

➤ IMAGEN HIPOECOICA

Esta imagen se caracteriza por un leve eco que se refleja en dicha interface, pero en menor cantidad, por lo que traslada una escala de grises oscuros. Algunas lesiones que se observan lesiones con espacios como tumores muy celulares generalmente sin vasos ni estructura glandulares.

ARTEFACTOS ECOGRAFICOS

Los artefactos ecográficos son anomalías de la imagen ecográfica; son imágenes que se observan en la pantalla ecográfica, la cual, no existen como estructuras biológicas en el tejido a explorar. Su origen se basa en principios físicos cuando se traduce la intensidad de la onda en unas tonalidades a escala de grises, siendo un complejo a la hora del diagnóstico. Esto debe ser diferenciado de ciertas patologías.

- **Cola de cometa:** se origina en una interfase estrecha y muy ecogénica. En la revelación entre la sonda y dicha interfase que produce una imagen que simula una cola de cometa, siendo ecos lineales reverberados pero mal diferenciados por la escasa longitud.

- **Reverberación:** se produce cuando los ecos devueltos por la interfase muy reflectante no son captados totalmente por el transductor sino que rebotan en este.

- **Sombra acústica posterior:** se origina cuando el haz ultrasónico lleva a una interfase a casi la totalidad de la onda de incidentes, de tal modo que no logra atravesarlo.

- **Refuerzo ecogénico posterior:** esto se produce cuando una onda ultrasónica, que viaja por un tejido, atraviesa un medio con poca impedancia respecto al circundante separando un tejido de otro.

- **Imagen en espejo:** cuando las ondas de ultrasonido no siguen el curso recto pueden entonces condicionar artefactos como la imagen en espejo o perderse la imagen y no proyectar la imagen.

VII. RADIOGRAFÍA

La **radiografía** es una prueba de bajo costo para los propietarios, que brinda información específica y rápida de las imágenes permitiendo llegar a un diagnóstico de diversas patologías. La inspección radiológica del organismo ofrece una perspectiva panorámica inmediata en las regiones anatómicas. Si bien es una herramienta que permite llegar a un diagnóstico en diversas ocasiones, se debe tener en cuenta las limitaciones que presenta ya que solamente se muestran las variaciones de tamaño, forma y densidad de los órganos.

PROCEDIMIENTO CON RAYOS X

En la obtención de la placa de rayos X, el paciente se coloca de modo que la parte del cuerpo a valorar

quede situada entre la fuente de rayos X y la película o el dispositivo que graba la imagen. La persona que realiza la prueba deberá ponerse algunos implementos de protección para evitar el contacto con la radiación y accionar el aparato de rayos X durante una fracción de segundo. El paciente deberá permanecer quieto cuando se tome la radiografía, en el momento se pueden tomar varias radiografías para obtener imágenes desde diferentes ángulos y poder observar mejor si presenta algunas anomalías que no se pueden observar en otros ángulos, como en el caso de algunas fracturas.

En ese momento pasa un haz de rayos x a través de la parte del cuerpo que se valoró, los diferentes tejidos o órganos bloqueando cantidades diferentes de rayos x y así atraviesan debido a su densidad la cual quedan registrados en una película o la placa detectora de radiación, produciendo una imagen que demuestran los distintos grados de densidad de los tejidos, entre más denso sea el órgano más rayos x bloquea y más radiopaca (blanco) se observará la imagen.

DESVENTAJAS DE LOS RAYOS X

La principal desventaja que posee la radiografía sería la exposición a la radiación. La cantidad de radiación que requiere una radiografía es pequeña se dice que por cada placa tomada equivale a la explosión de 2 a 3 días bajo la radiación al sol, pero la continuidad a la exposición de ella se han mostrado alteraciones en los organismos.

El médico o el personal encargado de la toma de placas radiológicas deberán usar algunos implementos que se evite ese contacto radioactivo lo menos posible, como la utilización de pecheras de plomo, cuellos, guantes y cualquier otro protector de plomo, además es necesario que el cuarto este cubierto también con plomo y evitar que las demás personas tengan contacto a radiación.

PROTOCOLO DE ATENCION EN CONSULTORIO RADIOLOGICO

La atención inicia con la solicitud del estudio por parte del veterinario, seguido por la preparación del paciente, la toma de imágenes radiográficas y la interpretación por parte del radiólogo o veterinario clínico, culminando con la entrega del informe y el tratamiento o seguimiento.

1. Solicitud del Estudio:

El veterinario tratante del paciente solicita el estudio radiográfico debido a la necesidad de diagnóstico

de fracturas, tumores, o anomalías internas.

2. Preparación del Paciente y personal radiológico:

Se revisa la historia clínica del animal para entender el historial y el motivo del estudio.

El paciente es preparado para la toma de la radiografía, lo que puede incluir sedación si es necesario para asegurar que el animal permanezca inmóvil. Además el radiólogo y su equipo se deben colocarse el delantal plomado de protección para la radiación.

3. Toma de Imágenes (Adquisición):

La parte del cuerpo a examinar se posiciona adecuadamente debajo del equipo de rayos X.

Se utilizan diferentes posiciones (como anteroposterior o lateral) para obtener las vistas necesarias.

Los rayos X se emiten por un corto período de tiempo para obtener la imagen.

4. Interpretación de Imágenes:

Un radiólogo veterinario o el veterinario clínico evalúan las imágenes obtenidas para identificar cualquier anomalía o problema.

5. Informe y Diagnóstico:

Se elabora un informe detallado que incluye la descripción de los hallazgos en la radiografía y el diagnóstico.

Este informe se entrega al veterinario tratante.

6. Plan Terapéutico y Seguimiento:

Basado en el informe radiográfico, el veterinario tratante determina el tratamiento o el plan terapéutico más adecuado para el paciente.

Se planifican los siguientes pasos, que pueden incluir más estudios o seguimiento.

PROYECCIONES Y POSICIONES RADIOLÓGICAS

La proyección radiológica describe la dirección por donde entra el haz primario una vez que sale de la ventana de emisión hacia el paciente, esto determina la posición del paciente.

El primer término de posicionamiento describe donde penetra el haz primario y el segundo término describe la estructura por donde sale ese haz. Los términos posición (derecha o izquierda) emplean a una posición latero lateral, se refiere al decúbito del paciente y no a la proyección, es decir, posición latero lateral derecha del paciente el que se encuentra apoyado sobre la mesa.

CABEZA

PROYECCION LATEROLATERAL OBLICUA:

1. Colocar al paciente decúbito lateral, con el lado afectado sobre la mesa.

2. Ubicar la cabeza del paciente sobre el chasis de manera que el plano sagital medio de la cabeza se sitúe paralelo a la superficie de la mesa.
3. Asegurar que los pabellones auriculares no interfieran en la imagen radiológica.
4. Centrar el haz primario sobre la zona a explorar por debajo del ojo.

PROYECCION ROSTRO-DORSAL:

1. Ubicar el paciente en decúbito dorsal, con su cabeza apoyada sobre la mesa.
2. Estirar las extremidades anteriores hacia caudal.
3. Orientar el hocico del animal en vertical, mirando hacia el tubo de rayos X.
4. Asegurar que los pabellones auriculares no interfieran en la imagen radiológica.
5. Centramos el haz de rayo sobre la base de la lengua.

TÓRAX

PROYECCION LATERO LATERAL IZQUIERDO IZQ. (LL):

1. Mantener la cabeza en extensión normal.
2. Estirar las extremidades anteriores a craneales para evitar los tejidos blandos del bazo se superpongan sobre el tórax.
3. Centrar el haz de rayos X a nivel de la silueta cardíaca.
4. Deberemos incluir la totalidad del tórax.
5. Esperar el pico de máxima inspiración para realizar la exposición y así aumenta al máximo el contraste pulmonar.

PROYECCION LATERO LATERAL DERECHO (LL):

1. Mantener la cabeza en extensión normal.
2. Estirar las extremidades anteriores a craneales para evitar los tejidos blandos del bazo se superpongan sobre el tórax.
3. Centrar el haz de rayos X a nivel de la silueta cardíaca.
4. Deberemos incluir la totalidad del tórax.
5. Esperar el pico de máxima inspiración para realizar la exposición y así aumenta al máximo el contraste pulmonar.

PROYECCION DORSO- VENTAL (DV):

1. Colocar el paciente sobre decúbito esternal.
2. Mantener la cabeza apoyada sobre la mesa en posición natural.
3. Estirar las extremidades anteriores cranealmente y estirar las extremidades posteriores a caudales.
4. Centrar el haz de rayos X a nivel de la silueta cardíaca.

5. Incluir la totalidad del tórax.
6. Realizar la exposición en pico de máxima inspiración.

PROYECCION VENTRO-DORSAL (VD):

1. Colocar el paciente sobre decúbito dorsal.
2. Mantener la cabeza en posición natural.
3. Estirar las extremidades anteriores cranealmente y las posteriores caudalmente.
4. Centrar el haz de rayos X sobre los cartílagos xifoides.
5. Incluir todo el tórax.
6. Realizar la exposición en poco de máxima inspiración.

ABDOMEN**PROYECCION LATEROLATERAL IZQ. (LL):**

1. Colocar el paciente lateralmente sobre la mesa.
2. Mantener la cabeza del paciente en extensión normal.
3. Estirar las extremidades anteriores a craneales y las posteriores a caudal.
4. Ubicar el haz de rayos X sobre el abdomen.
5. Tomar la imagen radiológica.

PROYECCION LATEROLATERAL DERECHO (LL):

1. Colocar el paciente lateralmente sobre la mesa.
2. Mantener la cabeza del paciente en extensión normal.
3. Estirar las extremidades anteriores a craneales y las posteriores a caudal.
4. Ubicar el haz de rayos X sobre el abdomen.
5. Tomar la imagen radiológica.

PROYECCION DORSO VENTRAL (DV):

1. Colocar al paciente decúbito esternal sobre la mesa.
2. Mantener la cabeza del paciente apoyada sobre la mesa.
3. Estirar las extremidades anteriores a craneal y las posteriores a caudal.
4. Ubicar el haz de rayos X sobre el abdomen
5. Tomar la imagen radiológica.

PROYECCION VENTRO DORSAL (VD):

1. Colocar al paciente en decúbito dorsal.
2. Mantener la cabeza en posición natural.
3. Estirar las extremidades anteriores a craneal y las posteriores a caudal.
4. Ubicar el haz de rayos x sobre el abdomen.
5. Tomar la imagen radiográfica.

CADERA**PROYECCION VENTRODORSAL (DV):**

1. Ubicar el paciente decúbito dorsal sobre la mesa
2. Ubicar la cadera sobre el chasis
3. Estirar las extremidades anteriores a craneal y los posteriores a caudal
4. Ubicar el haz de rayos X sobre la cadera
5. Tomar la imagen radiográfica.

PROYECCION DORSOVENTRAL (DV):

1. Ubicar el paciente decúbito esternal sobre la mesa.
2. Ubicar la cadera sobre el chasis.
3. Estirar las extremidades anteriores a craneal y los posteriores a caudal.
4. Ubicar el haz de rayos X sobre la cadera.
5. Tomar la imagen radiográfica.

MIEMBROS**PROYECCION LATERO MEDIAL (LM):**

1. Ubicar al paciente de cubito lateral, teniendo en cuenta el lado requerido.
2. Ubicar el miembro sobre el chasis.
3. Estirar el miembro craneal y los otros caudales.
4. Tomar la imagen radiológica.

PROYECCION MEDIAL LATERAL (ML):

1. Ubicar al paciente de cubito lateral, teniendo en cuenta el lado requerido.
2. Ubicar el miembro sobre el chasis.
3. Estirar el miembro craneal y los otros caudales.
4. Tomar la imagen radiológica.

PROYECCION ANTERIO POSTERIOR (AP):

1. Ubicar el paciente decúbito esternal.
2. Colocar el miembro a examinar sobre el chasis.
3. Estirar los miembros a craneal y caudal dependiendo si es anterior o posterior.
4. Tomar la imagen radiológica.

VIII. ACTO ANESTÉSICO

La **anestesia** constituye una herramienta fundamental en la práctica clínica veterinaria, ya que permite realizar procedimientos diagnósticos y terapéuticos de manera segura, eficaz y con el menor grado posible de dolor y estrés para el paciente. En el caso de perros y gatos, la anestesia inyectable continúa siendo una de

las modalidades más empleadas en la medicina veterinaria, tanto en el ámbito académico como en la práctica profesional, debido a su accesibilidad, versatilidad y aplicabilidad en una amplia variedad de contextos clínicos.

El objetivo principal de la anestesia inyectable es lograr una combinación equilibrada de inconsciencia, analgesia, relajación muscular y estabilidad cardiorrespiratoria, garantizando al mismo tiempo la protección de la vía aérea y la recuperación segura del paciente. Para alcanzarlo, es necesario que el estudiante comprenda la importancia de evaluar de manera previa el estado físico del animal, elegir los agentes farmacológicos de acuerdo con las condiciones clínicas, y aplicar protocolos que permitan una monitorización continua durante todo el procedimiento.

Los parámetros clave que deben considerarse incluyen: el estado físico del paciente (clasificación ASA), la elección del protocolo farmacológico, la vía de administración, la protección de la vía aérea, la monitorización hemodinámica y respiratoria, el manejo de fluidos y la instauración de analgesia multimodal en el período perioperatorio. Asimismo, se deben contemplar los posibles escenarios de emergencia, por lo que resulta esencial que el alumno esté preparado para reconocer rápidamente un paro cardiorrespiratorio e implementar maniobras de reanimación cardiopulmonar (RCP) básicas y avanzadas según las guías actuales.

La aplicación de este manual permitirá que el estudiante Medicina Veterinaria desarrolle competencias clínicas esenciales, tales como:

- Seleccionar y administrar anestésicos inyectables de manera segura.
- Ejecutar procedimientos de intubación endotraqueal y protección de la vía aérea.
- Implementar técnicas de monitoreo anestésico y soporte intraoperatorio.
- Aplicar protocolos de fluidoterapia adaptados a cada paciente.
- Reconocer y manejar complicaciones anestésicas.
- Ejecutar maniobras de RCP.

Para abordar con responsabilidad la vida de los pacientes durante una sedación o anestesia, el estudiante deberá contar con conocimientos previos sólidos en farmacología, fisiología cardiovascular y respiratoria, semiología clínica y medicina interna, así

como destrezas básicas en el manejo seguro de animales y en la interpretación de parámetros clínicos y de monitoreo.

En los apartados siguientes se desarrollará un algoritmo de manejo anestésico inyectable en perros y gatos, desde la preparación del paciente hasta la recuperación posoperatoria, junto con un flujograma de soporte vital básico y avanzado (RCP), que permitirá al estudiante actuar con seguridad y eficacia frente a emergencias intraquirúrgicas.

1) PREPARACIÓN PRE-ANESTÉSICA

1.1 Evaluación clínica (anamnesis + examen físico)

Qué evaluar: historia clínica (enfermedades previas, medicamentos, convulsiones, vómitos), examen físico completo que incluye principalmente estado de hidratación, coloración de mucosas, frecuencia cardíaca (FC), frecuencia respiratoria (FR), temperatura, ruidos cardíacos y pulmonares, observación de dolor o estrés. Valoración de estudios pre quirúrgicos. (hemo-grama, tiempo de coagulación, bioquímica sanguínea), electrocardiograma y ecocardiografía (en paciente con cardiopatías preexistente).

Clasificación de riesgo: asignar ASA I–V según condición (esto orienta decisión anestésica y necesidad de monitoreo/soporte).

- ASA I — Paciente sano, sin enfermedad sistémica. (Ej: esterilización en joven sano)
- ASA II — Enfermedad sistémica leve que no impone limitación funcional (Ej: obesidad leve, edad geriátrica sin compensación).
- ASA III — Enfermedad sistémica moderada que impone limitación (Ej: cardiopatía leve-moderada, Diabetes Mellitus controlada).
- ASA IV — Enfermedad sistémica grave, amenaza la vida (Ej: insuficiencia renal/hepática avanzada, Insuficiencia cardíaca congestiva descompensada).
- ASA V — Paciente moribundo, no sobreviviría sin intervención (Ej: shock séptico grave, trauma masivo).

Importancia: la evaluación reduce eventos intraoperatorio prevenibles y guía elección de fármacos y fluidos.

1.2 Ayuno

- Perros: sólidos 8–12 h; agua 2–4 h (ajustar por pediátricos/hipoglucemia).
- Gatos: sólidos 6–8 h; agua 2–4 h.

1.3 Preparación del material y equipo

Lista mínima: catéter intravenoso (IV), jeringas de diferentes volúmenes y fármacos pre-etiquetados, cinta de papel; peladora, banda para ingurgitar la vena; equipo para intubación (laringoscopia, tubos endotraqueales (ET) tamaño apropiado, lubricante, jeringa para balón, tira para fijación), oxígeno (mascarilla o fuente), bolsa ambú, monitoreo (oxímetro de pulso, electrocardiograma, medición de presión no invasiva), material para RCP (desfibrilador si existe, fármacos de paro), mantas térmicas.

2) PREMEDICACIÓN (objetivos, drogas frecuentes, ventajas y efectos adversos)

Nota: indico beneficios y efectos adversos por droga; si usas combinaciones (p. ej. dexmedetomidina + opioide) muchas veces la sinergia reduce dosis de inducción, pero suma efectos — tener siempre en cuenta las interacciones farmacológicas.

2.1 Dexmedetomidina (α_2 -agonista)

- **Beneficios:** sedación predecible, potente analgesia (especialmente útil para procedimientos dolorosos), reduce dosis de agentes inductores y mantenimientos, buen control de ansiedad.
- **Efectos adversos:** bradicardia (frecuente) y vasoconstricción inicial con aumento de presión arterial seguido de reducción en la presión arterial; posible hipoxia si no se administra oxígeno suplementario; vómitos en algunos pacientes; contraindicada o usar con precaución en pacientes con enfermedad cardíaca, hipertensión severa o diabetes.
- **Notas prácticas:** tener preparado reversor específico (atipamezol) si es necesario revertir; monitorizar FC y PA; ajustar dosis en geriátricos o debilitados.

2.2 Acepromacina (fenotiazina)

- **Beneficios:** sedante y tranquilizante útil en pacientes sanos, previene emesis, produce relajación muscular.
- **Efectos adversos:** hipotensión por vasodilatación (puede agravar shock), no es analgésico; efecto

antiarrítmico variable. Evitar en pacientes con hipotensión o riesgo de colapso vascular.

2.3 Opioides

- **Beneficios:** excelente analgesia; reducen requerimiento de inductores; estabilizan respuesta al dolor; son pilar en analgesia multimodal.
- **Efectos adversos:** depresión respiratoria (dosis-dependiente), bradicardia (por efecto vagal), náuseas/vómitos; algunos (p. ej. tramadol) tienen eficacia variable en gatos/perros según metabolismos. Monitorizar respiración y consciencia.

1) Fentanilo

- **Tipo:** agonista μ potente, lipofílico; uso frecuente en CRI intraoperatorio y como bolo.
- **Beneficios:** analgesia intensa, potente efecto isoflurano-/TIVA-sparing; inicio rápido y predecible. Bueno para procedimientos quirúrgicos.
- **Efectos adversos:** depresión respiratoria dosis-dependiente, bradicardia, rigidez torácica si se administra muy rápido (raro en pequeños animales con técnicas adecuadas). Cuando se interrumpe un CRI puede requerir analgesia de transición (p. ej. metadona/morfina) por corta duración.
- **Usos y dosis orientativas:** bolos 2–5 $\mu\text{g/kg}$ IV; CRI típicos intraoperatorios $\sim 3\text{--}5 \mu\text{g/kg/h}$ (ajustar). Monitorizar respiración y preparar antagonista (naloxona) si necesario.

2) Butorfanol

- **Tipo:** agonista-antagonista (kappa agonista, antagonista/partial μ) — sedante y antitusígeno con analgesia moderada.
- **Beneficios:** sedación útil en premedicación; menor riesgo de depresión respiratoria severa que agonistas μ puros; buena opción para sedación/analgesia leve o como aditivo en protocolos donde no se requiere analgesia intensa.
- **Efectos adversos:** analgesia limitada para dolor moderado-severo (particularmente en perros/gatos en cirugía mayor); puede producir bradicardia y sedación/excitación en algunos gatos.
- **Usos y dosis:** dosis usuales varían (ej. 0.1–0.4 mg/kg IM/IV según especie y objetivo). No es la primera opción como analgesia única para cirugía mayor.

3) Remifentanil

- **Tipo:** agonista μ ultra-corto (hidrolizado por

esterasas plasmáticas).

- **Beneficios:** inicio y cese extremadamente rápidos: ideal para TIVA intraoperatorio y control fino de analgesia (especial interés en neurocirugía/procedimientos donde la recuperación rápida es deseada). Eliminación independiente de función hepática/renal.
- **Efectos adversos:** igual que otros μ : depresión respiratoria marcada si no se ventila; hipotensión/bradicardia probable, requiere CRI y equipo/monitoreo adecuado por su corta duración. Al detenerlo se necesita plan de analgesia de transición.
- **Usos y dosis:** se usa como CRI; protocolos varían (microgramos/kg/min), usado junto con propofol en TIVA. Requiere experiencia y equipamiento.

4) Morfina

- **Tipo:** agonista μ clásico, eficacia analgésica alta para dolor moderado-severo.
- **Beneficios:** analgesia robusta y duradera (en bolos IM/SC/IV o CRI), pilar clásico para analgesia perioperatoria.
- **Efectos adversos:** posible liberación de histamina con vasodilatación/hipotensión en algunos perros (más relevante con bolos rápidos y en pacientes con baja reserva cardiovascular); náuseas/vómitos, sedación, depresión respiratoria. En gatos hay particularidades farmacocinéticas (metabolitos) — seguir guías de analgesia felina.
- **Usos y dosis:** bolos IV/IM según protocolo; para analgesia continua puede usarse como CRI o sustituirse por fentanilo. Monitorizar hemodinamia.

3) INDUCCIÓN (agentes inyectables: elección, beneficios y riesgos)

Recordar: la vía preferida es IV; en pacientes sin acceso IV se pueden usar intramuscular (IM) pero con riesgo y tiempos de inducción mayores.

3.1 Propofol

- **Beneficios:** inducción rápida y suave, recuperación rápida; ampliamente usado en caninos y felinos; buen control de la anestesia por administración titulada.
- **Efectos adversos:** hipotensión transitoria por vasodilatación y depresión miocárdica (disminución

de PA), apnea si se administra rápido; emulsión que requiere uso estéril (riesgo de contaminación). Ajustar velocidad de administración y soporte ventilatorio si necesario.

3.2 Ketamina (combinada con benzodiazepinas o $\alpha 2$)

- **Beneficios:** genera analgesia; mantiene tono simpático (puede aumentar FC/PA) — útil en pacientes hipotensos en combinación correcta; proporciona inmovilización.
- **Efectos adversos:** aumento de la presión intracraneal (precaución en pacientes neuro); salivación, movimientos no deseados sin benzodiazepina; puede producir mayor consumo de oxígeno; en felinos, cuidado con dosis y combinaciones.
- **Notas:** frecuentemente combinado (ej. ketamina + midazolam) para sedación/inducción; ajustar según paciente.

3.3 Etomidato

- **Qué es:** agente hipnótico IV con perfil cardiovascularmente estable (mínimo efecto depresor cardiovascular relativo).
- **Beneficios en veterinaria:** útil en pacientes con enfermedad cardíaca o hemodinámicamente inestables donde se desea minimizar caída de presión arterial durante la inducción. Producción de una inducción suave sin afectar fuertemente la contractilidad.
- **Efectos adversos / limitaciones:** supresión adrenocortical transitoria (inhibe síntesis de cortisol) — cuidado en pacientes sépticos, traumatados o que ya están con disfunción adrenal; puede causar mioclonías o movimientos musculares; no es analgésico.
- **Uso práctico:** bolos IV titulado; preferir si hay riesgo de colapso hemodinámico pero ponderar riesgo de supresión adrenal en pacientes críticos.

4) PROTEGER LA VÍA AÉREA (intubación y alternativas)

4.1 Intubación endotraqueal (ET) — recomendado siempre que sea posible

- **Por qué:** asegura vía aérea, reduce riesgo de aspiración, permite ventilación controlada y

administración de oxígeno.

- **Pasos prácticos:** elegir tubo ET de diámetro apropiado (tabla por especie/peso en libras), lubricar, usar laringoscopio si necesario, introducir suavemente; inflar balón lo suficiente para sellar sin exceder presión (evitar lesión traqueal). Confirmar colocación por condensación en tubo, levantamiento del pecho con ventilación y auscultación bilateral.

Intubación en perro (pasos resumidos)

- **Preparar:** tubo endotraqueal del tamaño estimado (tabla por peso) + lubricante, laringoscopio, jeringa para balón, fuente de O₂/ambú.
- **Posicionar:** animal en decúbito esternal o lateral, cuello alineado (leve extensión).
- **Apertura de boca y control de lengua:** con mano no dominante desplazar lengua y observar laringe; usar laringoscopio si necesario.
- **Insertar tubo:** introducir el tubo por la epiglotis con visión directa hasta que la cuerda vocal y anillo laríngeo pasen el tubo (no introducir tan profundo para evitar intubación de bronquio selectivo).
- **Inflar balón:** inflar con volumen mínimo para sello (técnica MOV o ajustar presión); confirmar ventilación con ambú y auscultación bilateral, observar condensación y movimiento torácico.
- **Fijar y proteger:** asegurar el tubo, fijar con cinta, registrar tamaño y profundidad.

Intubación en gato (pasos resumidos)

- **Preparar:** tubos más pequeños (a veces se usan tubos sin balón en gatos pequeños; elegir el diámetro con cuidado). Material adicional: mascarilla y cánula orofaríngea si intubación difícil.
- **Posicionar y visualizar:** levantar la lengua y visualizar la glotis; en gatos la laringe es pequeña y sensible — usar laringoscopio pediátrico si es necesario.
- **Introducir el tubo cuidadosamente:** con movimientos suaves; usar lubricante y anestésico local para desensibilizar la laringe, un estilete blando si se necesita guiar el tubo (con mucho cuidado).
- **Confirmar colocación:** condensación, ventilación manual y auscultación; observar si hay reflejos laríngeos (tos) y esperar relajación adecuada.
- **Si falla la intubación:** cánula orofaríngea + mascarilla con O₂ o considerar intubación con ayuda de

especulo/otro personal; en gatos fracturados en mandíbula o con vía difícil, ser muy cauteloso — prioridad: oxigenar.

4.2 Ventilación asistida

- **Cuándo:** apnea, hipoventilación o FR insuficiente; usar presión positiva baja y controlar tiempos. Monitorizar EtCO₂ mediante capnografía y capnometría si está disponible.

5) MANTENIMIENTO (TIVA o bolos repetidos)

5.1 Estrategias

- **TIVA (infusión continua IV):** propofol + opioide es frecuente en anestesia inyectable total; permite control de profundidad y recuperación uniforme. Estudios y encuestas recientes muestran aumento de uso de TIVA con propofol.
- **BLOQUEOS LOCALES / ANESTESIA REGIONAL** (mantenimiento y analgesia perioperatoria)
- Técnicas y puntos clave
 - Epidural (lumbosacra / sacrococcígea):**
 - *Indicaciones:* analgesia de miembro posterior, pelvis, abdomen caudal.
 - *Anestésicos más usados:* bupivacaína (lenta, duradera), ropivacaína (similares con menor cardiotoxicidad), lidocaína (acción corta).
 - *Guía y control:* se puede realizar por referencia anatómica, con confirmación por pérdida de resistencia, o guiada por neuroestimulador y/o ecografía para mejorar seguridad/precisión.
 - *Precauciones:* dosis totales seguras según peso (evitar toxicidad sistémica), monitorizar bloqueo motor/respiratorio.

Bloqueos por referencia anatómica (p. ej. bloqueo femoral/ciático, intercostales, bloqueo del plexo braquial, bloqueos de cabeza)

- **Ventaja:** analgesia local, reduce requerimiento de opioides/hipnóticos.
- **Medicamentos:** lidocaína, bupivacaína, ropivacaína; para prolongar uso: añadir epinefrina o usar catéteres perineurales/infusiones/CRI de lidocaína baja.
- **Guías modernas:** la ecografía aumenta precisión y reduce complicaciones; neuroestimulador

ayuda a localizar nervio por respuesta motora cuando no hay ecógrafo.

- **Neuroestimulador vs ecoguiado:**
 - Neuroestimulador: útil para localizar nervio por respuestas motoras (útil en entornos sin US); requiere conocimientos anatómicos y respuestas interpretables.
 - Ecoguiado (ultrasonido): visualización directa del nervio y la diseminación del anestésico alrededor del nervio: mayor seguridad/precisión, menor volumen de LA y menor riesgo de punción vascular o intraneural.
- **Recomendación:** cuando esté disponible, ecoguiado + confirmación clínica ofrece mejor desempeño; en su ausencia, neuroestimulador + técnica anatómica aceptable.

5.2 Monitorización durante mantenimiento

- **Parámetros clave:** FC, FR, PA (o palpación pulso), saturación de oxígeno (SpO₂) si disponible, mucosas, tiempo de llenado capilar, temperatura, capnografía/EtCO₂ cuando sea posible. Registrar cada 5–10 minutos en procedimientos cortos y con más frecuencia si el paciente es crítico.
- **Monitoreo mínimo durante anestesia:**
 - Observación continua del paciente (nivel de anestesia, movimientos, color de mucosas)
 - Frecuencia cardíaca (FC) — registrar cada 5 min.
 - Frecuencia respiratoria (FR) y calidad respiratoria — continuo/registro cada 5 min.
 - Saturación de O₂ (SpO₂) con pulsioxímetro — monitor continuo si está disponible.
 - Presión arterial no invasiva (NIBP) (o invasiva si paciente crítico) — cada 5 min.
 - Capnografía (EtCO₂) si se ventila o está intubado — monitor continuo para valorar ventilación y calidad RCP.
 - Temperatura — registrar periódicamente; prevenir hipotermia.
 - Tiempo de llenado capilar (TLC)/color de mucosas — cada 5–10 min.
- **Resumen:** el paquete mínimo moderno es: observación clínico + SpO₂ + NIBP + EtCO₂ + temperatura. Donde hay recursos, añadir ECG y monitor invasivo.

5.3 Fluidoterapia intraoperatoria

- **Principios actuales:** ajustarse a directrices actualizadas (AAHA/consensos recientes); tasas

reducidas respecto a lo que se solía usar, con bolo en caso de hipoperfusión — monitorear estado de perfusión. AAHA+1

- **Pacientes sanos en anestesia electiva (inicio):**
 - Perros: comenzar ≈ 5 mL/kg/h como tasa basal de mantenimiento intraoperatorio.
 - Gatos: comenzar ≈ 3–5 mL/kg/h (tasa más amplia por menor tolerancia a sobrecarga).
- **Resucitación / pérdidas agudas:** bolos según situación:
 - Perros: 10–20 mL/kg bolos o 15–20 mL/kg para resucitación (según guía).
 - Gatos: 5–10 mL/kg rápido (repetir según respuesta).
- **Precauciones:** reevaluar si se administran >20 mL/kg totales en un episodio anestésico; ajustar por pérdida sanguínea, duración, condición cardíaca/renal y usar monitor de perfusión.

6) RECUPERACIÓN (extubación y cuidado postoperatorio)

6.1 Protocolo de salida de anestesia

- Suspender agentes y mantener oxígeno hasta recuperación de reflejo deglutorio y respiración eficaz.
- Extubar cuando el animal tenga reflejo deglutorio y control de la vía aérea; en pacientes con riesgo de vómito/aspiración mantener tubo hasta cuando sea seguro.
- Ambiente: lugar cálido, oscuro, tranquilo; monitoreo cada 5–10 min (FC, FR, mucosas, temperatura) hasta que el paciente esté deambulando o estable según criterios.

6.2 Analgesia postoperatoria

- **Multimodal (opioides + AINE/adjuntos):** reducir dolor y mejorar recuperación; seguir WSAVA/guías de manejo del dolor para monitorizar y reiniciar analgesia de base.
- **Principios:** analgesia multimodal: combinar fármacos con mecanismos distintos para mejor control del dolor.
- **Opioides (bolos o CRI):** fentanilo (CRI de transición luego de intraoperatorio), morphine, methadone, buprenorfina (gatos) según disponibilidad/regulación.
- **AINEs (antiinflamatorios no esteroideos):** carprofeno, meloxicam, robenacoxib — si no hay



Imagen 3.4 - Extubación en paciente canino.

contraindicaciones (insuficiencia renal/hepática, hipovolemia, coagulopatía). Iniciar cuando sea seguro postoperatorio.

- **Anestésicos locales / bloqueos:** bupivacaína/ropivacaína para bloqueo perineural, infusión perineural o epidural para analgesia prolongada; catéteres perineurales si se requiere analgesia prolongada.
- **Adjuntos neuropáticos / coanalgésicos:** ketamina baja dosis (CRI subanestésico), gabapentina (especialmente para dolor neuropático), lidocaína CRI en perros (analgesia y efecto antiinflamatorio/antiarrítmico).
- **Antagonistas / rescates:** naloxona disponible para sobredosificación opioide; siempre titular analgesia y objetivar con escalas validadas (Glasgow/CPS/escala felina).

7) RCP (REANIMACIÓN CARDIOPULMONAR) — Algoritmo básico y avanzado (resumen y puntos clave)

Las recomendaciones recientes del RECOVER 2024 actualizan BLS/ALS para perros y gatos; es la guía de referencia. Las siguientes son pautas sintetizadas para enseñanza.

7.1 RCP Básico (BLS) — pasos iniciales

1. Reconocer paro: ausencia de respiración y pulso, inconsciencia.
2. Posicionar el animal: decúbito lateral derecho (otros autores usan dorsal según tamaño; lo

importante es exposición accesible al tórax).

3. Compresiones torácicas:
 - Perros medianos/grandes: compresiones 100–120/min (profundidad $\approx$ 1/3 del diámetro torácico).
 - Perros pequeños/gatos: compresión torácica completa o compresión circunferencial según tamaño.
4. Ventilación: boca a hocico o ambú con oxígeno; relación compresión:ventilación 30:2 (1 rescatador) o 15:2 (2 rescatadores).
5. Minimizar interrupciones: ciclos de 2 min antes de pausa para evaluar.}

7.2 RCP Avanzado (ALS) — cuando hay personal y recursos

- **Vía IV/IO** establecida cuanto antes para administración de fármacos.
- **Fármacos claves:** adrenalina (epinefrina) 0.01 mg/kg IV cada 3–5 min durante RCP (según algoritmo); atropina 0.04 mg/kg en casos de asistolia/bradicardia refractaria (según criterio). Colocación de reversores.
- **AGENTES REVERSORES.**
Son fármacos que contrarrestan el efecto de algunas drogas sedantes o anestésicas. (3)
 - **Naloxona:** Reversor de opioides
- Dosis: 0.04 mg/Kg (IV o IO)
 - **Flumazenil:** Reversor que se ocupa contra benzodiacepinas.
- Dosis: 0.01 mg/ Kg (IV o IO)
 - **Atipamezol:** Se utiliza para revertir el efecto de la medetomidina.
- Dosis: 0.1 mg/Kg (IV o IO)
 - **Yohimbina:** Reversor de la xilacina.
- Dosis: 0.1 mg/Kg (IV o IO)
- **Desfibrilación:** en fibrilación ventricular o taquicardia ventricular sin pulso; energía inicial $\sim$ 2–4 J/kg (revisar protocolo del equipo).
- **Monitoreo:** ECG y capnografía si disponible — EtCO₂ es marcador de calidad de compresiones (valores >15–20 mmHg sugieren compresiones más efectivas y mayor probabilidad de RCE).

7.3 Duración y decisión de suspender RCP

No hay regla única; muchas guías recomiendan reevaluación continua y considerar suspensión tras 20–30 minutos de esfuerzos estructurados sin RCE, adaptando según causa, ritmo desfibrilable, edad y comorbilidades. Documentar todo.

IX. PROTOCOLO NEUROLÓGICO

Podemos afirmar que la atención del paciente neurológico es una de las situaciones que significa mayor estrés y complejidad de razonamiento para los alumnos que cursan una práctica hospitalaria. La violencia de la signología, la característica de algunos signos de ser plurívocos (presentes en varias patologías diferentes) la rapidez y solvencia con la que se necesita tomar decisiones y luego actuar, requiere de que el alumno practicante haya adquirido conocimientos sólidos y tenga a disposición un plan de

acción comprensible y adaptable que lo guíe de forma precisa. Por esto es esencial la rápida identificación del síndrome que el paciente padece: síndrome álgico, síndrome “de cabeza” o síndrome “de médula”.

Luego de haber aplicado el ABC del trauma, ese paciente será evaluado en parámetros básicos identificados en el protocolo de trauma con la letra D, para identificar el origen de los signos que manifiesta. Los elementos básicos requeridos son: una pinza mano izquierda sin dientes, una pinza mano izquierda con dientes, un hisopo largo, un martillo de neurología y una linterna de punto.

D Desórdenes neurológicos Dolor			Escala de coma de Glasgow Modificada (Glasgow Score: GS)			
				Actividad motora	Reflejo del tronco	Nivel de consciencia
			6	Marcha normal / reflejos espinales normales	Reflejos pupilares y movimientos oculocefálicos normales	Periodos ocasionales de alerta y respuesta al ambiente
Columna espinal			5	Hemiparesia / Tetraparesia / Decorticación	Reflejos pupilares lentos y movimientos oculocefálicos normales o reducidos	Depresión o delirio. Capacidad de respuesta al ambiente pero puede ser ésta inapropiada
Estable	Dudoso (inmovilizar hasta confirmación)	Inestable (inmovilizar)	4	Decúbito, rigidez extensora intermitente	Miosis bilateral sin respuesta, con movimientos oculocefálicos normales o reducidos	Semicomatoso con respuesta a estímulos visuales
			3	Decúbito, rigidez extensora constante	Pupilas como punto con movimientos oculocefálicos reducidos o ausentes	Semicomatoso, respuesta a estímulos auditivos
Realizar GS antes de administrar sedantes			2	Decúbito, rigidez extensora constante con opistótonos	Midriasis unilateral sin respuesta con movimientos oculocefálicos reducidos o ausentes	Comatoso con respuesta solamente a estímulos dolorosos repetidos
Dolor: de elección usar drogas tituladas EV. Considerar anestésicos locales / regional / epidural.			1	Decúbito, hipotonía muscular, reflejos espinales reducidos o ausentes	Midriasis bilateral sin respuesta con movimientos oculocefálicos de reducidos o ausentes	Comatoso sin respuesta a estímulos dolorosos repetidos
Escala de Melbourne (MS) - Anexo						
GS: Puntaje leve > 15 / Moderado 9-15 / Grave <= 8					Puntaje obtenido:	MS: GS:

Una vez valorado el paciente de forma física y descartadas afecciones de origen medular, traumatológico o algiológico que requieran tratamiento inmediato o derivación a otra área del

Hospital se continúa con la ruta diagnóstica.

Si ese paciente ingresa por antecedentes de convulsiones el siguiente algoritmo de razonamiento clínicos guiará su ruta diagnóstica:



¿Primera crisis, leve, sin signos post ictales?

Vuelve a casa, explicamos y solicitamos filmar el episodio.



¿Ha tenido más de una crisis en 2-3-4 semanas?

RESEÑA

Sp, raza, edad

ANAMNESIS

Edad de debut, Historia familiar

Problemas médicos o quirúrgicos anteriores

Viajes, alimentación, medicamentos, plantas, vacunas recibidas, acceso a tóxicos... etc.

Descripción de la crisis

72-48hs antes: actitudes anormales, hiperapego, eventos traumáticos, estrés

Inicio-Duración-Intensidad-Signos post ictales

REALIZAR EXÁMEN NEUROLÓGICO

OBSERVACIÓN

Consciencia
Conducta
Postura

Marcha
Debilidad
Movimientos
involuntarios

REACCIONES POSTURALES Y SENSIBILIDAD

Propiocepción
bilateral
Salto-carretilla
Acomodación visual
y táctil

Sensibilidad
superficial, profunda,
cutánea
Dolor
Nervios específicos

NERVIOS CRANEANOS

Simetría facial
Corneal
Palpebral
Vestibulococlear
Músculos mandibulares

Estimulación nasal
Simetría lingual
Deglución
Pupilas simetría y
reflejo lumínico
Nistagmo o estrabismo

EXÁMEN NEUROLÓGICO S/P

*Por lo general los
complementarios dan
S/P*

**CRISIS DE ORIGEN
IDIOPÁTICO****EXÁMEN NEUROLÓGICO ANORMAL****DISFUNCIÓN HEPÁTICA**

*Bioquímica, glucemia,
orina, eco*

DISFUNCIÓN RENAL

Bioquímica, eco, orina

**HIPERVISCOSIDAD POR
HIPERGLOBULINEMIAS**

*HC, bioquímica,
hemoparasitología*

**ALTERACIONES IÓNICAS
O DE CANALES**

Ionograma

HIPO-HIPERGLUCEMIA

Medición de glucemia

HIPERAMONIEMIA

Medición de amonio

INFLAMACIÓN

Eco, HC, LCR

ALTERACIONES**ANATÓMICAS EXTRA
CEREBRALES - SHUNTS**

*Eco abdominal, orina,
bioquímica*

TRAUMATISMO

Eco tc, RMN, TC

HEMORRAGIA

RMN

HIPOXIA

RMN, SPO2

CRISIS REACTIVAS**EXÁMEN NEUROLÓGICO ANORMAL****HIDROCEFALIA**

Eco tc, TC, RMN

VENTRICULOMEGALIA

Eco tc, RMN

NEOPLASIAS

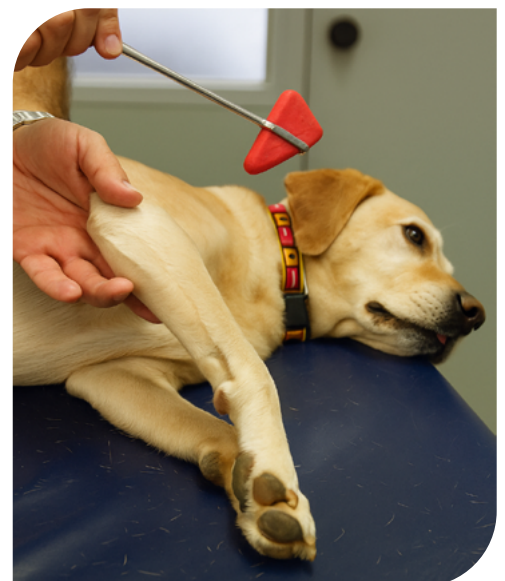
RMN

**ANOMALÍAS DEL
DESARROLLO**

RMN

**ANOMALÍAS DEL
PARÉNQUIMA**

RMN

**CRISIS DE ORIGEN
ESTRUCTURAL**

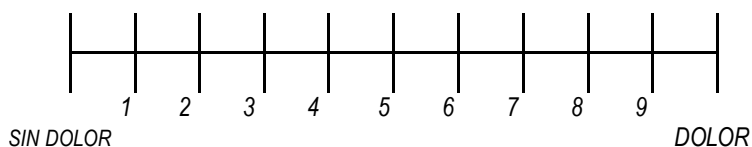
Imágenes 3.5 y 3.6 - Exámen neurológico en pacientes caninos.



ESCALA DE EVALUACIÓN DEL DOLOR DE LA UNIVERSIDAD DE MELBOURNE

CATEGORÍA	DESCRIPCION	PUNTAJE	HORA DE EVALUACION													
Parámetros fisiológicos	Datos fisiológicos dentro del rango de referencia	0														
	Pupílas dilatadas	2														
	Incrementación de la FC en relación a la basal:															
	>20%	1														
	>50%	2														
	>100%	3														
Respuesta a la palpación	Incrementación de la FR en relación a la basal:															
	>20%	1														
	>50%	2														
	<100%	3														
	Temperatura rectal excede el rango de referencia	1														
	Salivación	2														
Actividad	Sin cambios de comportamiento	0														
	Reacciones protectoras cuando es tocado	2														
	Reacciones por protectoras antes de ser tocado	3														
	En descanso durmiendo	0														
Estado mental	En descanso semiconsciente	0														
	En descanso despierto	1														
	Comiendo	0														
	Agitado (camina constantemente, se levanta y se acuesta)	2														
	Revolcandose, golpeandose	3														
	Sumiso	0														
Postura	Amistoso	1														
	Miedoso	2														
	Agresivo	3														
	Resguardando o protegiendo el área afectada (incluye posición fetal)	2														
Vocalización	Decúbito lateral	0														
	Decúbito esternal	1														
	Escala uno:															
	Sentado o parado	2														
	Moviendose	1														
	Postura anormal (de posición de rezo)	2														
TOTAL	No vocaliza	0														
	Vocaliza cuando es tocado	2														
	Vocalización intermitente	2														
	Vocalización continua	3														

* Las reacciones protectoras incluyen movimientos de la cabeza hacia el área afectada lamerse, morderse, rascarse la herida, tensar los músculos y posturas de protección.
* No incluye ladridos de alerta.



Descripción del dolor
1-5 =dolor leve
6-11 =dolor moderado
12-17 =dolor severo
18-24 =dolor insoportable



Facultad de **Agronomía,
Zootecnia y Veterinaria**
UNT

FICHAS DE EVALUACIÓN SISTEMATIZADA DEL PACIENTE CON SIGNOS NEUROLÓGICOS

Motivo de la consulta:

Antecedentes históricos:

Inicio
Duración
Evolución estática/progresiva/regresiva/
 episódica/aparece y desaparece
Lateralización de signos clínicos

Antecedentes del animal

Problemas médicos previos
Problemas quirúrgicos previos
Viajes previos
Estado de vacunación
Dieta
Historia familiar
Tratamientos previos

Hallazgos neurológicos:

Examen neurológico Normal/Anormal
Anormalidades Neurolocalización

Tipo de lesión
Focal Multifocal Difusa
Simétrica Asimétrica

Diagnóstico neuroanatómico

Focal

Multifocal

Difuso

- ☐ Cerebro
- ☐ Tronco encefálico
- ☐ Cerebelo
- ☐ Vestibular periférico
- ☐ Vestibular central
- ☐ C1-C5
- ☐ C6-T2
- ☐ T3-L3

- ☐ L4-L6
- ☐ L6-S3
- ☐ Neuromuscular
- ☐ Mononeuropatía
- ☐ Mononeuropatía múltiple
- ☐ Polineuropatía
- ☐ Unionopatía
- ☐ Miopatía

Categorización

- ☐ Vascular
- ☐ Traumática
- ☐ Anomalía de desarrollo
- ☐ Idiopática
- ☐ Nutricional
- ☐ Inflamatoria/Infecciosa
- ☐ Tóxica
- ☐ Metabólica
- ☐ Neoplásica
- ☐ Degenerativa

Métodos de diagnóstico complementario sugeridos



Facultad de **Agronomía,
Zootecnia y Veterinaria**
UNT

Observación	
Estado de conciencia	Normal/Anormal Confuso/deprimido/estuporoso/comatoso
Conducta	Normal/Anormal
Postura	Normal/Anormal Torsión cefálica/rotación cefálica/curvatura espinal/aumento de la base de sustentación/ descerebración/descerebelación/Schiff Sherrington
Marcha	Normal/Anormal
Ataxia	Simétrica/asimétrica Miembros torácicos/pelvianos
Paresia/plejía	Tetra/para/mono/hemi
Marcha circular	Derecha/izquierda
Debilidad	
Movimientos involuntarios	

Reacciones posturales	
Izquierda	Derecha
Posicionamiento Propioceptivo	
Miembros torácicos	
Miembros pelvianos	
Salto	
Miembros torácicos	
Miembros pelvianos	
Carretilla	
Extensor postural de empuje	
Acomodación visual	
Acomodación táctil	

Reflejos espinales	
Izquierda	Derecha
Flexor torácico (C6-T2)	
Tricipital (C6-T1)	
Extensor carporradial (C7-T2)	
Flexor pelviano (L6-S2)	
Isquático (L6-S1)	
Tibial craneal (L6-S1)	
Patelar (L4-L6)	
Perineal (S1-S3)	
Movimientos de la cola?	Si No

Función Urinaria	
Evidencia de micción voluntaria?	Si No
Vejiga distendida?	Si No
Expresión manual sencilla?	Si No

Evaluación de la sensibilidad	
Izquierda	Derecha
Dolor profundo	
Miembros torácicos	
Miembros pelvianos	
Perineal	
Sensibilidad cutánea	
Miembros torácicos	
Miembros pelvianos	
Algún nervio específico afectado?	
Dolor espinal? Cerv/Tor/Lumb/Sacro	
Dolor muscular?	
Dolor articular?	

Nervios Craneanos	
Izquierda	Derecha
Simetría facial (VII)	
Palpebral (V + VII)	
Corneal (V + VI, VII)	
Vestibuloocular (VIII + III, IV, VI)	
Tono ms. mandibulares (V)	
Reflejo de deglución (IX, X)	
Motricidad y simetría de la lengua (XII)	
Respuesta de amena a	
(retina, II, cerebro + cerebelo, VII)	
Estimulación nasal (V, cerebro)	
Tamaño pupilar (retina, II, III)	
P M G	P M G
En la luz	
P M G	P M G
En la oscuridad	
Reflejos lumínicos pupilares	
(retina, II + III)	
Nistagmo (VIII)	
H V R	H V R
Espontáneo	
H V R	H V R
Posicional	
Estrabismo	
Permanente (III o IV o VI)	
Posicional (VIII)	

Diagnóstico etiológico	



FICHA DE EVALUACIÓN DEL PACIENTE CON CONVULSIONES

MOTIVO DE LA CONSULTA:

ANTECEDENTES HISTÓRICOS

Inicio

Duración

Frecuencia

Intensidad

Características

Post Ictus

Duración

Lateralización

Evolución Estática/Progresiva/Regresiva

Episódica/aparece-desaparece

ANTECEDENTES DEL ANIMAL

Médicos

Quirúrgicos

Viajes recientes

Plan sanitario

Dieta

Historia familiar

Consanguinidad

Tratamientos previos

Dosis

Dosificación

Resultados

EXÁMEN NEUROLÓGICO

NORMAL/ANORMAL

ANORMALIDADES:

NEUROLOCALIZACIÓN

TIPO DE LESIÓN

FOCAL/MULTIFOCAL/ DIFUSA

SIMÉTRICA/ASIMÉTRICA

CATEGORIZACIÓN:

Vascular

Nutricional

Neoplásica

Traumática

Inflamatoria/infecciosa

Degenerativa

Anomalía del desarrollo

Tóxica

Idiopática

Metabólica

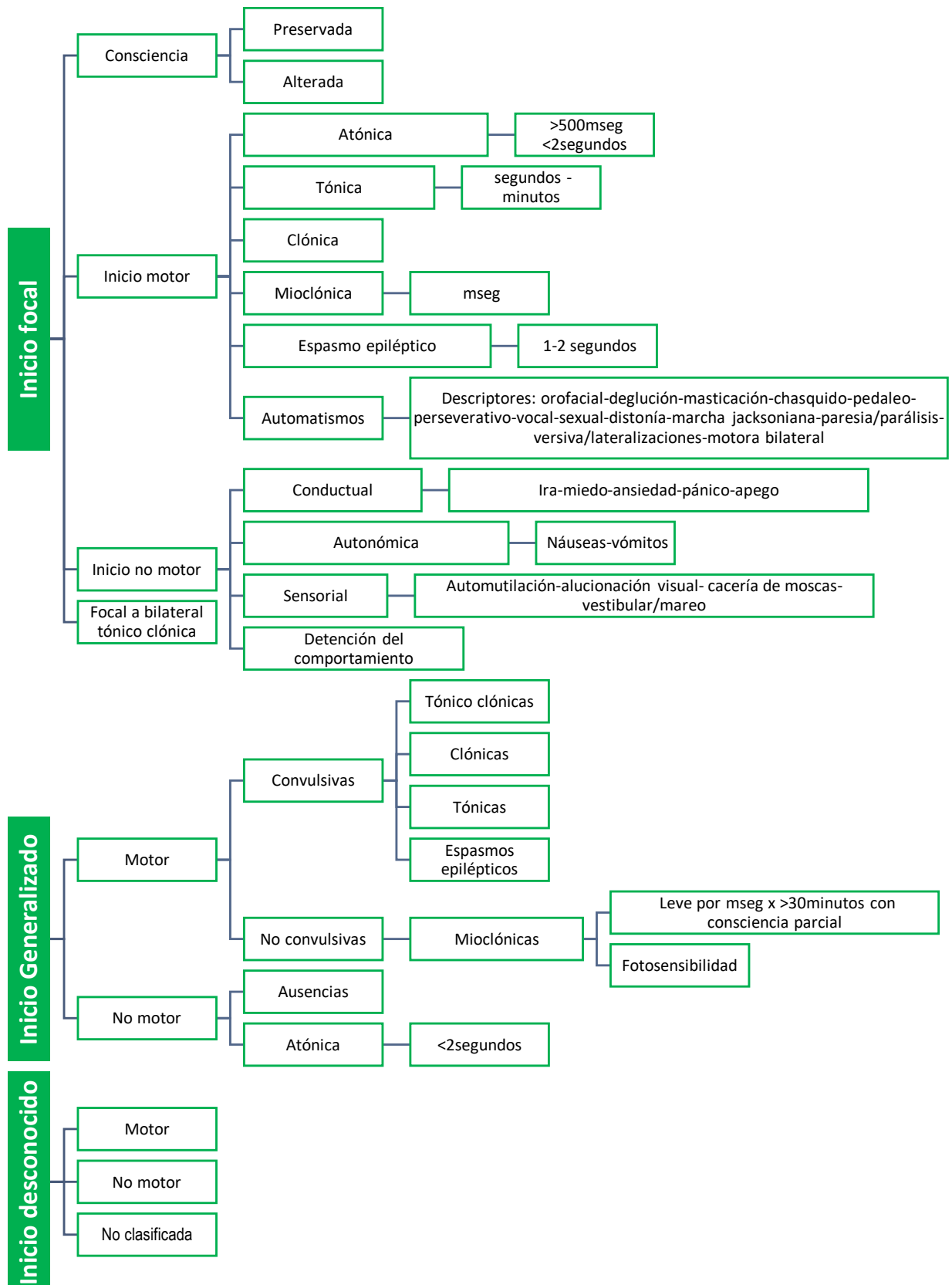
MÉTODOS COMPLEMENTARIOS SUGERIDOS

DIAGNÓSTICO



Facultad de **Agronomía,
Zootecnia y Veterinaria**
UNT

TIPOS DE CRISIS



Verlehrs	C1	C2	C3	C4	C5	C6	C7	T1	T2	T3	T4	T5	T6	T7	T8	T9	T10	T11	T12	T13	L1	L2	L3	L4	L5	L6	L7	S1	S2	S3	C1	C20	
Metámera o segmento modular	C1	C2	C3	C4	C5	C6	C7	C8	T1	T2	T3	T4	T5	T6	T7	T8	T9	T10	T11	T12	T13	L1	L2	L3	L4	L5	L6	L7					
Nervios y reflejos								Ref. extensor carporradial n. radial																	Ref. paterar n.femoral		n. ciático						
								Ref. bicipital																									
								Ref. tripital																									
								Ref. flexor de retirada Plexo braquial n. axilar, musculocutáneo, mediano y cubital																		Ref. flexor de retirada n.femoral y ciático							
																										Ref. tibial craneal y gastrocnemio							

| 86

FICHA ONCOLÓGICA

FICHA ONCOLÓGICA

N° FICHA:.....Tutor:.....

PACIENTE: -Nombre:.....-Especie:.....-Raza:.....-Edad:.....

-Peso:.....-Sexo:.....-Esterilizado/a: SI-NO

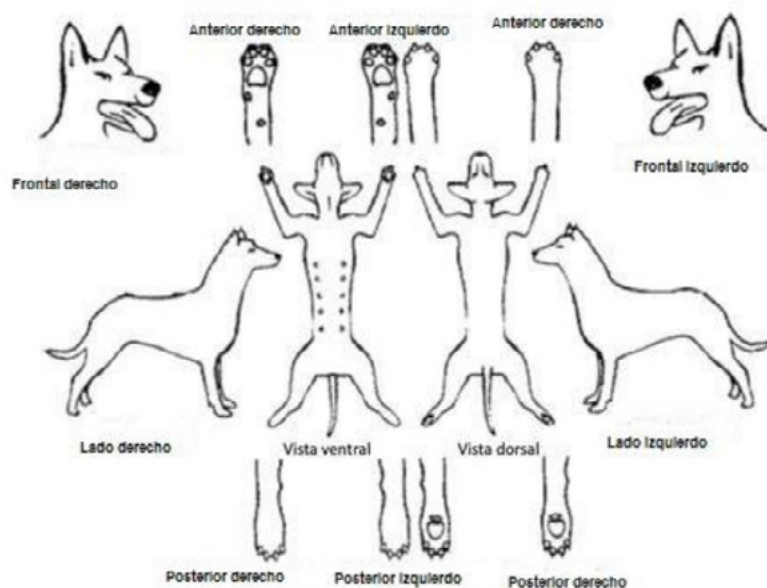
-Condición Corporal (escala de 1 a 5).....-Medición en M2:.....

-Enfermedades concomitantes:.....

-Tratamientos realizados :.....

.....

Dermograma para localización de masas



Examen Macroscópico Oncológico:

-Tamaño:.....-Carga Tumoral:.....

-Forma:-Tipo de inserción :

Compromiso Tisular: (marcar lo que corresponda)

-Inflamación: Si –No - Necrosis: Si – No -Hemorragias: Si - No -Miasis: Si – No.

-Descripción:

**Compromiso de Linfonódulos:**

- Ganglios Regionales: Si – No. Descripción:.....
 -Ganglios a Distancia: Si - No. Descripción:.....
Evidencia de Metástasis / Recidivas:.....

EXÁMENES COMPLEMENTARIOS**1- Laboratorio:**

a) Hemograma completo:.....
 b) Bioquímica:- Uremia:.....- Creatinemia:..... -Proteínas Totales:.....- Albúmina/Glob.:.....
 -Glucemia:..... -Ca:-P:.....-Cl:.....-Otros:.....
 -Hepatograma (GPT, GOT, GGT, FAS):.....
 -Perfil pancreático:.....
 -Perfil tiroideo:.....
 c) Pruebas de Coagulación (KPTT, Tiempo de Quick, Plaquetas):.....

2- Imágenes:

a) Radiografías de Tórax (incidencias: L – L derecho e izquierdo, V – D):

 b) Ecografía:.....

3- Examen Cardiológico:.....

4- Citología:

5-Histopatológico:.....

EXAMEN PARAONCOLOGICO: (marcar con X lo que corresponda)

Anemia	Hipercalcemia
Caquexia	Síndrome de vena Cava Craneal
CID	Síndrome de vena Cava Caudal
Osteopatía hipertrófica	Reacción hepática inespecífica
Otros:	Otros:

TRATAMIENTO: Fecha de Inicio:- Indicación:.....

XI. TRANSFUSIÓN DE SANGRE

La transfusión de sangre se define como un tratamiento médico en el que se administra sangre o componentes sanguíneos.

¿Qué pacientes son candidatos a una transfusión?

En aquellos donde sea necesaria la reposición de alguno de los componentes incluidos en la sangre.

► Anemias

En este caso no debe tomarse únicamente en base al valor del hematocrito, sino en función del grado de hipoxia tisular provocado por la anemia, el cual se identificará clínicamente por la presencia de taquicardia y/o taquipnea significativa, depresión mental, estupor, síncope y aumento significativo de los niveles sanguíneos de lactato.

Valores orientativos: en anemias agudas hipovolémicas no debería permitirse que el hematocrito disminuya por debajo del 25-30% en perros o 20-25% en gatos, mientras que en anemias crónicas el paciente suele compensar bien la anemia sin necesidad de transfusión, hasta hematocritos de 12-15% en perro, 10-12% en gatos.

► Coagulopatías

Los pacientes con cualquiera de estas patologías necesitarán el aporte de factores de la coagulación cuando presenten sangrado, o bien cuando vayan a ser sometidos a una cirugía. El producto más indicado para aportar factores de la coagulación es el plasma, bien PF o PFC.

► Hipoproteinemia

Se debe plantear la necesidad de reponer albúmina cuando su déficit esté provocando edemas o exista un alto riesgo de que los provoque (a título orientativo, este riesgo es alto cuando la albúmina plasmática sea $\leq 1,5-2$ g/dl).

► Trombocitopenias

Será necesario transfundir cuando la trombocitopenia esté ocasionando hemorragias importantes, o cuando el paciente trombocitopénico vaya a ser sometido a una intervención quirúrgica.

Requisitos del donante

- Adultos jóvenes, en buen estado general de salud,

al día de vacunaciones/desparasitaciones.

- Que no hayan recibido transfusiones.
- Con un peso mínimo para poder extraer un volumen significativo de sangre sin riesgos: Perros >25 kg. Gatos >4 kg.
- Libres de enfermedades transmisibles por vía hematógena (variable según área geográfica):
 - Perros libres de: Ehrlichiosis, Leishmaniosis, Filariosis, Babesiosis y Anaplasma.
 - Gatos libres de: FeLV, FIV, PIF, Toxoplasmosis, Filariosis.
- Analítica mínima recomendada:
 - Hemograma completo y proteínas plasmáticas totales, incluyendo examen del frotis en busca de posibles hemoparásitos. (Hcto mínimo 40% en perros, 30-35% gatos)
 - Perfil renal, perfil hepático, glucosa.

Diferencias entre perros y gatos

- Perros:

En la especie canina existen ocho grupos sanguíneos: DEA-1.1., DEA-1.2., DEA-3, DEA-4, DEA-5, DEA-6, DEA-7, DEA-8 (las siglas DEA significan: Dog Erythrocyte Antigen). De todos ellos, el que tiene mayor poder antigénico y por tanto provoca el mayor riesgo de reacciones adversas es el DEA-1.1. En base a estos datos, el donante ideal será un perro negativo al antígeno DEA- 1.1. (donante "universal").

Al contrario de lo que sucede en felinos y humanos, en caninos no existen niveles significativos de aloanticuerpos preformados contra otros grupos sanguíneos, a no ser que el perro haya recibido una transfusión previa y haya desarrollado anticuerpos contra el grupo sanguíneo del donante.

Además, el tiempo que se tarda en sintetizar cantidades significativas de anticuerpos contra otros grupos sanguíneos tras una transfusión, es de 4-5 días. A efectos prácticos esto quiere decir que, en perros, no es estrictamente necesario realizar pruebas de compatibilidad antes de la primera transfusión, ni tampoco antes de las siguientes, si no han transcurrido más de 5 días. Después de este tiempo sí que serán necesarias.

- Gatos:

En gatos existen tres grupos sanguíneos principales: A, B y AB. El grupo A es dominante sobre el B. La frecuencia de presentación de uno u otro grupo varía mucho con

la raza y con la zona geográfica, pero en general el grupo A es el más frecuente y el AB el menos frecuente.

Hace poco se describió un nuevo grupo sanguíneo felino (denominado Mik) diferente al sistema tradicional AB, y que también puede ocasionar reacciones de incompatibilidad.

Al contrario de lo que sucede en perros, en gatos sí que existen aloanticuerpos naturales contra otros grupos sanguíneos, incluso en animales que no han recibido nunca una transfusión sanguínea. Se pueden producir reacciones fatales transfundiendo menos de 1ml de sangre incompatible, lo que implica que en gatos es siempre necesario comprobar si el donante y el receptor tienen grupos compatibles, incluso en la primera transfusión.

Crossmatch (Pruebas cruzadas)

Las pruebas cruzadas o crossmatching determinan la posible presencia de anticuerpos en el plasma de donante y receptor, que pudieran dar lugar a reacciones de incompatibilidad. Deben realizarse siempre que exista algún riesgo de incompatibilidad (cuando no sea posible determinar el grupo sanguíneo en gatos, y en todos los gatos y perros que ya hayan recibido una transfusión previa).

Tipos de pruebas

1. Reacción cruzada mayor:

Comprueba si el receptor posee anticuerpos frente a los antígenos eritrocitarios del donante (poniendo en contacto plasma del receptor con GR del donante).

2. Reacción cruzada menor:

Comprueba si el plasma del donante contiene anticuerpos frente a los antígenos de los eritrocitos del receptor.

3. Reacción control:

Se mezclan eritrocitos y plasma del receptor.

Técnica paso a paso

Para la correcta realización de las pruebas cruzadas hay que lavar los eritrocitos de Donante y Receptor varias veces (mediante centrifugación con ClNa 0.9%), por lo que pueden no ser prácticas en una situación de urgencia. En estos casos, aunque sean mucho menos fiables, se pueden realizar unas pruebas de compatibilidad simplificadas, sin lavar los GR: simplemente se centrifuga la sangre del Donante y del Receptor.

Hecho lo anterior, se realizan las tres reacciones (mayor, menor y control) sobre tres portaobjetos mezclando en cada uno de ellos 3 gotas de plasma y 1 gota de GR, dejando incubar 2-5 minutos, y mirando al microscopio si existe aglutinación.

Extracción y manejo de la sangre

En perros no suele ser necesaria la sedación, pero sí en gatos: una buena elección es la combinación de ketamina a 5-10 mg/kg y diazepam a 0.5 mg/kg por vía intravenosa. En cualquier caso, se evitarán fármacos que provoquen hipotensión/bradicardia (acepromacina, medetomidina, etc).

Extracción en perros: se utilizan las bolsas comerciales de humana, que contienen 63 ml de CPD-A1 (citrato-fosfato-dextrosa adenina) para la extracción de un volumen total de sangre de 450 ml.

Vena de elección es la yugular con el paciente en decúbito lateral, realizando previamente tricotomía y antisepsia de la región.

La bolsa se mantendrá más baja que el paciente para que la sangre fluya por gravedad, y en agitación continua, pesándola periódicamente hasta obtener el volumen necesario.

En perro se puede extraer hasta 20 ml/kg de sangre cada 4 semanas y no es necesario reponer con fluidos el volumen extraído.

Extracción en gatos: vena yugular de elección, con una palomilla acoplada a jeringas de 20 ml que previamente se han llenado con CPDA1 (a razón de 1 ml por cada 9 ml de sangre) obtenido a partir de una bolsa comercial humana, también se puede utilizar como anticoagulante citrato 3,8% en la misma proporción, o bien heparina sódica a razón de 5-10 UI/ml de sangre. La sangre recogida en las jeringas se introduce en la bolsa previamente vaciada del resto de anticoagulante, a partir de la cual se transfundirá. La sangre recogida de este modo no se debe almacenar más de 24 horas por riesgo de crecimiento bacteriano, ya que se trata de un sistema abierto.

En gatos se pueden extraer 10 ml/kg cada 4 semanas, o hasta 60 ml/gato si es una donación esporádica, y en este caso es conveniente reponer el volumen extraído con un cristaloides isotónico.

Una vez finalizada la extracción hay que sellar herméticamente la bolsa.

Volumen a administrar

- **Sangre Completa (SC) o Concentrado de GR(CGR):** En términos generales, para las anemias no hipovolémicas se aplica la siguiente fórmula:
 - Transfundir 2,2 ml/kg de SC produce un incremento del hematocrito del 1%.
 - Transfundir 1 ml/kg de CGR produce un incremento del hematocrito del 1%.
- **Plasma:** En coagulopatías, el plasma se debe administrar “a-efecto”, es decir, hasta que el sangrado cesa o se normalizan los tiempos de coagulación. En general, la dosis de partida es de 6-10 ml/kg.
- **Concentrado de Plaquetas:** En general las dosis son de una unidad por cada 10 kg de peso. La vida media de las plaquetas transfundidas suele ser 3-5 días.

Velocidad de administración

Dependerá de la gravedad de la patología. La pauta general en anemias normovolémicas es usar una velocidad más lenta (unos 3 ml/kg/h) durante los primeros 30 minutos, y si no existe reacción adversa, incrementar a 5- 10 ml/kg/h el resto de la transfusión. Dado que el volumen vascular en la especie felina es menor que en la canina, puede ser recomendable mantener una velocidad de infusión más bien conservadora en gatos. La transfusión debe completarse en un periodo máximo de 4 horas para evitar riesgos de crecimiento de microorganismos.

XII. CONSULTA OFTALMOLÓGICA

En oftalmología, la observación directa del órgano (globo ocular y anexos) es de vital importancia para arribar a un correcto diagnóstico. Casi como en ninguna especialidad existe la posibilidad de ver in situ, sin recurrir a métodos complementarios, los componentes del ojo, razón por la cual de un primer examen detallado y protocolizado se puede recabar información de valor para actuar y decidir tratamientos que nos posibilitan mantener en primer lugar, la visión, y en segundo lugar el ojo saludable.

Este examen debe ser realizado en un ambiente tranquilo, y que tenga la particularidad de poder dejarse en semi penumbra.

En cuanto al examen en particular y hablando de tiempos podemos dividir este en tres partes a saber:

- Anamnesis y evaluación oftálmica: 30 minutos
- Dilatación y llenado de ficha clínica: 20 minutos
- Segunda evaluación oftálmica y finalización ficha clínica: 30 minutos

De lo anterior se concluye que una consulta oftalmológica completa y realizada a consciencia, sin omitir ningún paso, insume un tiempo de aproximadamente una hora veinte minutos por paciente.

En la primera evaluación (sacando reseña y anamnesis) se lleva a cabo una inspección general del paciente (conformación de la cabeza y cara, deformaciones, asimetrías, posición de los ojos, posición de los párpados, deambulación con correa y sin ella, evaluación de la visión, libre y con obstáculos, en ambiente iluminado y en oscuridad, posición de pestañas, conjuntiva, esclera, cornea, pupila e iris, cristalino, examen neurooftálmico, integridad de pares craneales involucrados en la visión, integridad de película lagrimal) examen con lámpara de hendidura. Toma de presión ocular.

Para la evaluación de la cámara vítrea y retina se procede a dilatar y luego se lleva a cabo la segunda evaluación. Cristalino, vítreo, retina y nervio óptico. Examen con lámpara de hendidura y oftalmoscopia directa e indirecta. Finalmente se vuelcan todos los datos obtenidos en la ficha clínica.

En cuanto al material utilizado para el examen: tiras de schirmer (para medir producción lagrimal), tinciones vitales (fluoresceína, rosa de bengala y verde de lisamina) para evaluar integridad y vitalidad de la superficie corneal. Proparacaina (anestésico tópico). Tropicamida (midriático) para dilatar pupila. Fenilefrina al 10% (simpaticomimético) para evaluar ciertas afecciones como síndrome de Horner. Guantes de examen. Linternas puntiformes. Lupas de aumento. Lentes de 20 y 28 D. Tonómetro para medir presión intraocular.

En este momento el servicio cuenta con tiras de schirmer, anestésico tópico y tinciones. Sería de mucha utilidad la adquisición de un tonómetro tipo Tonopen ya que permite la toma de presión en distintas especies y en cualquier posición de la cabeza a diferencia del tipo schiott que solo se puede usar pequeños animales (con la limitante del tamaño del globo ocular siendo imposible en algunos cachorros por ejemplo). En cuanto al material quirúrgico especial de oftalmología no contamos con ningún elemento.



INFORME DE EXÁMEN OFTÁLMICO

Servicio de Oftalmología del Hospital Escuela de Veterinaria - UNT

- Propietario:
- Correo:
- Derivado por:
- Anamnesis:

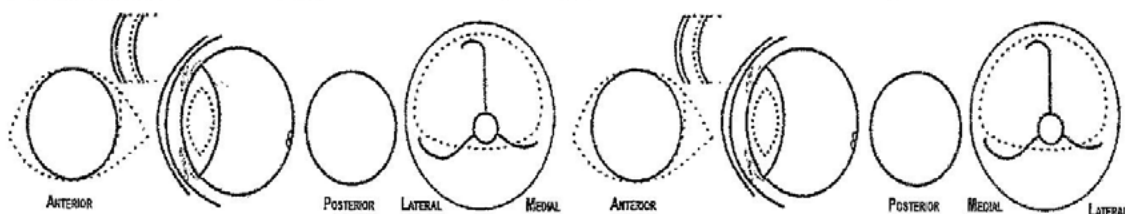
- Paciente:
- Especie:
- Raza:
- Edad:
- Sexo:
- Fecha:

	Ojo Derecho	Ojo Izquierdo
Globo ocular	☐ normal ☐ estrabismo ☐ ptosis bulbi ☐ Retropulsión ☐ Exoftalmia ☐ enoftalmia ☐ microftalmia ☐ bultfalmia	☐ normal ☐ estrabismo ☐ ptosis bulbi ☐ Retropulsión ☐ Exoftalmia ☐ enoftalmia ☐ microftalmia ☐ bultfalmia
Reflejos	Pupilar Directo ☐ <2 seg ☐ lento ☐ ausente Pupilar Consensual ☐ <2 seg ☐ lento ☐ ausente Palpebral ☐ normal ☐ parcial ☐ ausente Corneal ☐ normal ☐ parcial ☐ ausente Deslumbramiento ☐ normal ☐ disminuido ☐ ausente Respuesta a la amenaza ☐ normal ☐ ausente Respuesta a luz roja ☐ normal ☐ ausente ☐ escape Respuesta a luz azul ☐ normal ☐ ausente ☐ escape	Pupilar Directo ☐ <2 seg ☐ lento ☐ ausente Pupilar Consensual ☐ <2 seg ☐ lento ☐ ausente Palpebral ☐ normal ☐ parcial ☐ ausente Corneal ☐ normal ☐ parcial ☐ ausente Deslumbramiento ☐ normal ☐ disminuido ☐ ausente Respuesta a la amenaza ☐ normal ☐ ausente Respuesta a luz roja ☐ normal ☐ ausente ☐ escape Respuesta a luz azul ☐ normal ☐ ausente ☐ escape
PIO	mmHg	mmHg
Ap. Lagrimal	☐ normal ☐ epífora Test de Schirmer: mm/min BUT: seg Pasaje: min ☐ Micro Puntos Rojo fenol: mm/15 seg ☐ __	☐ normal ☐ epífora Test de Schirmer: mm/min BUT: seg Pasaje: min ☐ Micro Puntos Rojo fenol: mm/15 seg ☐ __
Secreciones	☐ acuosa ☐ mucoide ☐ purulenta ☐ adheridas	☐ acuosa ☐ mucoide ☐ purulenta ☐ adheridas
Párpados	☐ normales ☐ triquiasis ☐ distiquiasis ☐ blefaritis ☐ alopecia ☐ edema ☐ blefarospasmo ☐ Diamante ☐ entropión ☐ Triquiasis Carúncula ☐ neoplasia ☐ __	☐ normales ☐ triquiasis ☐ distiquiasis ☐ blefaritis ☐ alopecia ☐ edema ☐ blefarospasmo ☐ Diamante ☐ entropión ☐ Triquiasis Carúncula ☐ neoplasia ☐ __
3er Párpado	☐ normales ☐ prolapso Glándula ☐ eversión ☐ protrusión ☐ despigmentado ☐ C. Folicular ☐ __	☐ normales ☐ prolapso Glándula ☐ eversión ☐ protrusión ☐ despigmentado ☐ C. Folicular ☐ __
Conjuntivas	☐ normales ☐ vasos superficiales ☐ vasos profundos ☐ quemosis ☐ folículos linfoides ☐ __	☐ normales ☐ vasos superficiales ☐ vasos profundos ☐ quemosis ☐ folículos linfoides ☐ __
Córnea esclerótica	☐ normales ☐ edema ☐ endotelitis ☐ pigmentada ☐ vascularización ☐ superficial ☐ profunda	☐ normales ☐ edema ☐ endotelitis ☐ pigmentada ☐ vascularización ☐ superficial ☐ profunda



Facultad de **Agronomía,**
Zootecnia y Veterinaria
UNT

Fluoresceína_negativa_ Rosa de Bengala:		Fluoresceína__ Rosa de Bengala:	
☐ Ulcera superficial ☐ Ulcera profunda ☐ descemetocèle ☐ DEEC ☐ :_		☐ Ulcera superficial ☐ Ulcera profunda ☐ descemetocèle ☐ DEEC ☐ :_	
Ojo Derecho		Ojo Izquierdo	
Iris	Color ☐ normal ☐ __ Pupila ☐ normal ☐ irregular ☐ discordia ☐ midriasis ☐ miosis ☐ bloqueo ☐ m. pupilar ☐ atrofia ☐ iridonesis ☐ bloqueo ☐ rubeosis ☐ sinequias	Iris	Color ☐ normal ☐ __ Pupila ☐ normal ☐ irregular ☐ discordia ☐ midriasis ☐ miosis ☐ bloqueo ☐ m. pupilar ☐ atrofia ☐ iridonesis ☐ bloqueo ☐ rubeosis ☐ sinequias
Cámaras anterior y posterior	☐ normales ☐ hipopión ☐ hifema ☐ fibrina ☐ Tyndall __ ☐ no evaluable	Cámaras anterior y posterior	☐ normales ☐ hipopión ☐ hifema ☐ fibrina ☐ Tyndall __ ☐ no evaluable
Cristalino	☐ normal ☐ esclerosis senil ☐ subluxación Luxación ☐ anterior ☐ posterior ☐ Catarata ☐ no evaluable	Cristalino	☐ normal ☐ esclerosis senil ☐ subluxación Luxación ☐ anterior ☐ posterior ☐ Catarata ☐ no evaluable
Vítreo y Fondo de Ojo	: ☐ normal evaluado sin midriasis. ☐ no evaluable Humor Vítreo: Normal Retina:_	Vítreo y Fondo de Ojo	: ☐ normal evaluado sin midriasis. ☐ no evaluable Humor Vítreo: Normal Retina:_



Exámenes Complementarios ☐ Ecografía ocular ☐ Electroretinograma ☐ Examen de Sangre Prequirúrgico __

Diagnóstico _____

Tratamiento _____

Control _____

Pronóstico para la Visión ☐ Favorable ☐ Reservado a favorable ☐ Reservado a desfavorable ☐ Desfavorable

Procedimiento quirúrgico Indicado. _____

XIII. CONSULTA DEL PACIENTE FELINO

FLUJOGRAMA Y PROCEDIMIENTOS PARA LA CONSULTA DEL PACIENTE FELINO

Sin ALUMNOS

T1. Reserva de turnos

Mediante comunicación telefónica, el tutor o responsable del animal, solicitará un turno para la consulta veterinaria. El no docente administrativo le asignará fecha, horario y médico veterinario que asistirá a la consulta. El administrativo dará las recomendaciones para el traslado y recepción del gato en el HEMV.

Las recomendaciones mínimas son las siguientes:

1. El gato tiene que ser transportado en un gatil o trasportín para gatos. Si no fuera posible se recomendará usar una caja, canasto, mochila o bolso. No se aceptarán animales en brazos, ni animales que no estén adecuadamente transportados.
2. Los animales tienen que presentarse acompañados de una toalla o manta para cobijarlos y manipularlos durante la estadía.
3. Si los animales son muy temerosos y/o agresivos se les recomendará una medicación ansiolítica para disminuir la ansiedad, el estrés y el miedo durante el traslado y la estadía en el hospital.
4. Los tutores deberán presentar las correspondientes derivaciones, solicitud de estudios, estudios complementarios realizados previamente y libreta sanitaria, si los tuviera. Todo esto debidamente firmado y sellado por un médico veterinario.

T2. Recepción del paciente

1. El gato esperará en el vehículo mientras el tutor se anuncia en administración y firma el consentimiento para la asistencia e intervención veterinaria.
2. El médico designado para atender la consulta acondicionará el consultorio para recibir al gato. El consultorio o sala de examinación deberá estar ordenada, limpia y con los materiales necesarios para la examinación del paciente. El ambiente deberá estar bajo los efectos de las feromonas faciales felinas. Con la temperatura, iluminación y sonorización controladas. Las aberturas cerradas. No deberá haber otro animal durante la consulta.
3. Finalizado el punto anterior. El veterinario asignado al caso, provisto con la carpeta del paciente

(formulario de admisión firmado por el tutor/responsables del animal y el formulario de historia clínica y seguimiento del paciente) guiará al tutor con el gato dentro del trasportín, desde el vehículo hasta el consultorio. Es muy importante que se seleccionen un recorrido hasta el consultorio, lo menos estresante posible. Evitando que el gato sea afectado por: a) la cercanía de otros animales; b) ruidos o sonidos perturbadores como ladridos, maullidos, gritos, etc. c) sacudidas del trasportín, d) olores u otros factores estresantes. Se recomendará cubrir el trasportín con la manta solicitada anteriormente, con el objetivo de disminuir los efectos estresantes del ambiente. Cuando el trasportín con el gato ingrese al consultorio, deberán ser colocados sobre la camilla o mesa de examinación y el trasportín permanecerá cerrado hasta que el médico veterinario autorice su apertura.

T3. Examinación

El médico veterinario completará el formulario o ficha clínica con los datos de la reseña, motivo de la consulta, anamnesis, constantes fisiológicas y lo que surja de la examinación.

T4. Métodos complementarios

El médico indicará, firmará y sellará la solicitud de estudios o métodos complementarios. En el caso de muestras biológicas para laboratorio, el médico veterinario acondicionará la muestra y redactará el protocolo de remisión de muestra y la solicitud de estudios.

T5. Tratamiento en sala

Si fuera necesario el médico iniciará un tratamiento medicamentoso, de fluidos, o el que crea necesario.

T6. Indicaciones y recomendaciones

Las indicaciones para continuar el tratamiento (tratamientos medicamentosos, dietas, recomendaciones, solicitud de métodos complementarios de diagnóstico, indicación de próximas visitas de control y seguimiento) serán por escrito y deberán ser firmadas y selladas por el veterinario.

T7. Seguimiento del paciente

Según lo indicado por el veterinario. El tutor o responsable del animal, tendrá que solicitar otro turno, en administración, para evaluar la evolución del animal.

FLUJOGRAMA Y PROCEDIMIENTOS PARA LA CONSULTA DEL PACIENTE FELINO

Con ALUMNOS

T1. Reserva de turnos

Mediante comunicación telefónica, el tutor o responsable del animal, solicitará un turno para la consulta veterinaria. El no docente administrativo le asignará fecha, horario y médico veterinario que asistirá a la consulta. El administrativo dará las recomendaciones para el traslado y recepción del gato en el HEMV.

Las recomendaciones mínimas son las siguientes:

1. El gato tiene que ser transportado en un gatil o trasportín para gatos. Si no fuera posible se recomendará usar una caja, canasto, mochila o bolso. No se aceptarán animales en brazos, ni animales que no estén adecuadamente transportados.
2. Los animales tienen que presentarse acompañados de una toalla o manta para cobijarlos y manipularlos durante la estadía.
3. Si los animales son muy temerosos y/o agresivos se les recomendará una medicación ansiolítica para disminuir la ansiedad, el estrés y el miedo durante el traslado y la estadía en el hospital.
4. Los tutores deberán presentar las correspondientes

derivaciones, solicitud de estudios, estudios complementarios realizados previamente y libreta sanitaria, si los tuviera. Todo esto debidamente firmado y sellado por un médico veterinario.

T2. Designación de alumnos para asistir en la consulta veterinaria

El veterinario asignado a la consulta seleccionará 1 o 2 alumnos para asistirlo en la atención del paciente. Los alumnos que podrán ser seleccionados serán los alumnos de 5to año que estén cursando la asignatura practicas hospitalarias de pequeños animales, alumnos de la orientación en clínica animal y/o alumnos que estén cursando la asignatura rotación hospitalaria en felinos y/u otros alumnos que posean autorización (por escrito) del director del HEMV área de Pequeños Animales.

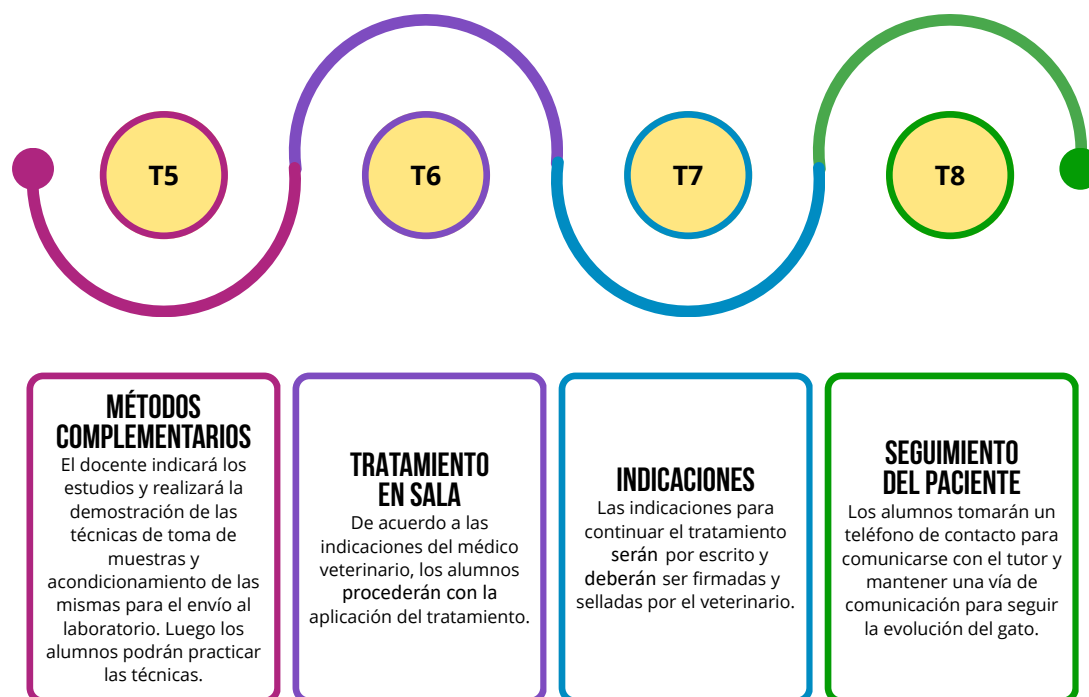
T3. Recepción del paciente

1. El gato esperará en el vehículo mientras el tutor se anuncia en administración y firma el consentimiento para la asistencia e intervención veterinaria.
2. Un alumno acondicionará el consultorio para recibir al gato. El consultorio o sala de examinación deberá estar ordenada, limpia y con los materia-

FLUJOGRAMA PARA EL PACIENTE FELINO



FLUJOGRAMA PARA EL PACIENTE FELINO



les necesarios para la examinación del paciente. El ambiente deberá estar bajo los efectos de las feromonas faciales felinas. Con la temperatura, iluminación y sonorización controladas. Las aberturas cerradas. No deberá haber otro animal durante la consulta.

- Finalizado el punto anterior. Un alumno, provisto con la carpeta del paciente (formulario de admisión firmado por el tutor/responsables del animal y el formulario de historia clínica y seguimiento del

paciente) guiará al tutor con el gato dentro del trasportín, desde el vehículo hasta el consultorio. Es muy importante que se selecciones un recorrido hasta el consultorio, lo menos estresante posible. Evitando que el gato sea afectado por: a) la cercanía de otros animales; b) ruidos o sonidos perturbadores como ladridos, maullidos, gritos, etc. C) sacudidas del trasportín, d) olores u otros factores estresantes. Se recomendará cubrir el trasportín con la manta solicitada anteriormente, con el objetivo de disminuir los efectos estresantes del ambiente. Cuando el trasportín con el gato ingrese al consultorio, deberán ser colocados sobre la camilla o mesa de examinación y el trasportín permanecerá cerrado hasta que el médico veterinario autorice su apertura.

T4. Examinación

Un alumno completará el formulario o ficha clínica con los datos de la reseña, anamnesis, constantes fisiológicas y lo que surja de la examinación. Otro alumno medirá las constantes fisiológicas y pesará al animal. A continuación, uno de los alumnos presentará el paciente/caso clínico (reseña, motivo de la consulta y constantes fisiológicas) al médico veterinario. El médico veterinario realizará la anamnesis y procederá con el



Imagen 3.7 - Realización del examen clínico en paciente felino.

examen clínico del paciente. Los datos que surjan de la exploración serán redactados en la ficha del paciente por uno de los alumnos.

T5. Métodos complementarios

El docente indicará, firmará y sellará la solicitud de estudios o métodos complementarios. En el caso de muestras biológicas, el médico veterinario realizará la demostración de las técnicas de toma de muestras y acondicionamiento estas para el envío al laboratorio. Luego los alumnos podrán practicar las técnicas de toma de muestras en el paciente.

T6. Tratamiento en sala

El veterinario realizará la demostración de las distintas técnicas de administración de medicamentos y fluidos. De acuerdo con las indicaciones del médico veterinario, los alumnos procederán con la aplicación del tratamiento. El o los tratamientos instaurados deberán ser descriptos en la planilla de seguimiento del paciente. Al finalizar la consulta el docente responsable controlará la información volcada en los formularios y los completará si fuera necesario.

T7. Indicaciones y recomendaciones

Las indicaciones para continuar el tratamiento (tratamientos medicamentosos, dietas, recomendaciones, solicitud de métodos complementarios de diagnóstico, indicación de próximas visitas de control y seguimiento) serán por escrito y deberán ser firmadas y selladas por el veterinario.

T8. Seguimiento del paciente

Los alumnos tomarán un teléfono de contacto para comunicarse con el tutor y mantener una vía de comunicación para seguir la evolución del gato. Los alumnos deberán mantener informado al médico veterinario responsable del caso inmediatamente.

XIV. ELECTROCARDIOGRAMA

Procedimiento médico no invasivo que registra la actividad eléctrica del corazón a lo largo del tiempo mediante electrodos colocados en la piel. Esta prueba permite evaluar el ritmo cardíaco y la frecuencia cardíaca, así como detectar anomalías en la conducción eléctrica del corazón.

OBJETIVO:

- Evaluar la actividad eléctrica del corazón.
- Detectar problemas de conducción.
- Diagnosticar enfermedades cardíacas.
- Monitorear la salud cardíaca.
- Evaluación preoperatoria.

MATERIALES: Electrocardiograma, electrodos, gel de contacto, alcohol, toallas o mantas.

PROCEDIMIENTO:

1. Colocación del animal en decúbito lateral derecho (salvo que haya alguna contraindicación para ello), y los miembros perpendiculares al tronco, intentado que el perro esté lo más relajado posible durante el examen.
2. Colocación de electrodos en los miembros: proximal o distal al codo (teniendo en cuenta que la colocación proximal aumenta los artefactos) y sobre la rodilla, siguiendo el código de colores (rojo, anterior derecho; amarillo, anterior izquierdo; verde, posterior izquierdo; negro posterior derecho). Es fundamental verificar que se han colocado correctamente.
3. Una vez observados los primeros complejos el operador puede adaptar la velocidad y voltaje más adecuados a cada paciente, así como seleccionar diversos tipos de filtro que mejoran la apariencia del registro.

OBSERVACIONES:

- Indicaciones del electrocardiograma en perro: detección de una arritmia durante el examen físico, presencia de síncope o episodios de debilidad, monitorización cardíaca en anestesia o pacientes críticos, existencia de enfermedad cardíaca previa, monitorización del tratamiento antiarrítmico y detección de alteraciones en pacientes con determinadas enfermedades sistémicas (alteraciones electrolíticas, neoplasia esplénica, dilatación gástrica y sepsis).
- El electrocardiograma debe realizarse en una zona tranquila dentro de la clínica.
- Aunque en un electrocardiograma pueden obtenerse 12 derivaciones, en la práctica generalista normalmente se obtienen 6, las 3 bipolares (I, II, III) y las 3 unipolares aumentadas (aVR, aVL y aVF).

XV. SERVICIO DE CARDIOLOGÍA

- Actividades a desarrollar por el Servicio de Cardiología.
- Atención de pacientes derivados desde el área de clínica para una consulta especializada.
- Atención de pacientes derivados del área privada para una consulta especializada.
- Realización de Electrocardiogramas prequirúrgicos a pacientes que requieren procedimientos bajo anestesia.
- Realización de Ecocardiogramas a pacientes del servicio de cardiología o pacientes prequirúrgicos que requieran un estudio cardiológico más exhaustivo.

PROTOCOLO DE ATENCIÓN DEL SERVICIO DE CARDIOLOGÍA

1. El servicio funcionará con alumnos que estén cursando las prácticas hospitalarias y con la tutoría del docente a cargo.
2. Cada paciente será recibido en el servicio con su historia clínica y el consentimiento del tutor responsable para que se le realicen exámenes y estudios.
3. Los alumnos realizarán la ficha cardiológica con los datos aportados por el tutor. (*Ver Ficha Clínica Cardiología*).
4. El paciente ingresará a la sala de examinación sin el acompañamiento del tutor, a menos que el temperamento del paciente amerite su presencia.

5. Se permitirá al paciente ambientarse a la sala de examinación por el término de 5 a 10 minutos, en tanto los alumnos y el docente se ponen al tanto de los datos de reseña y anamnesis recogidos en el punto 2.
6. El paciente será observado en primera instancia sin tocar. Para recoger datos como su condición corporal, actitud, respiración, y/o cualquier detalle que sea importante para el examen cardiovascular.
7. Se procederá a la medición de la presión arterial (*Ver Protocolo de medición de Presión Arterial*).
8. Se procederá al examen general del paciente y examen objetivo particular del sistema cardiovascular, siguiendo el protocolo de la Ficha Clínica Cardiológica.
9. Una vez concluido el examen clínico se realizará al paciente un Electrocardiograma (*Ver Protocolo para realización un Electrocardiograma*).
10. Si el análisis del ECG es normal se procederá a realizar un ecocardiograma (*Ver Protocolo para realización de Ecocardiograma*). En caso de que el paciente presentara una arritmia grave se instaurará un tratamiento, y se procederá a estabilizar al paciente.
11. Si el paciente requiriera otro estudio complementario (Rx, análisis de sangre o química sanguínea) se realizarán para completar los exámenes necesarios para llegar a un diagnóstico definitivo.
12. Con el diagnóstico definitivo se instaurará una terapéutica para cada caso en particular, siempre basadas en evidencia científica, consultando la bibliografía más actualizada con la que se pudiera contar y siguiendo las guías ACVIM para las diferentes cardiopatías.

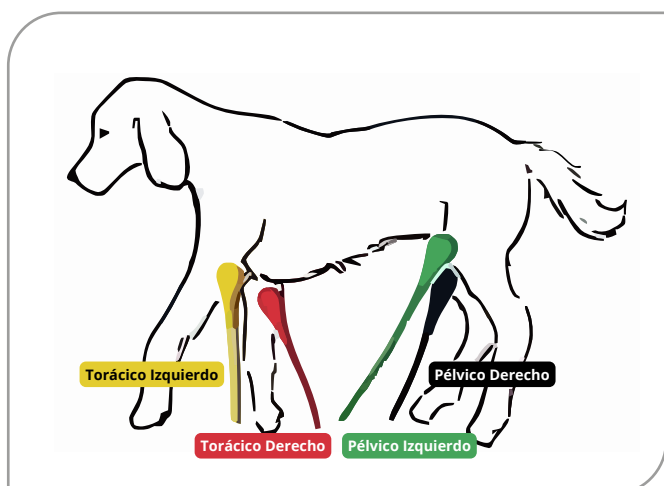


Imagen 3.8 - Posición de electrodos.



Imagen 3.9 - Realización de electrocardiograma en paciente canino.



FICHA CLÍNICA CARDIOLÓGICA

Alumno responsable:

Docente tutor:

Reseña

- 1- N° de Ficha:.....
- 2- Nombre del Paciente:.....
- 3- Tutor:.....
- 4- Especie/Raza:
- 5- Condición Corporal:.....
- 6- Edad:.....
- 7- Sexo:.....

Anamnesis

Marque con un círculo lo que corresponda.

- 1- Tipo de actividad del paciente:
-sedentario -activo -muy activo
- 2- Presencia de tos:
-mucho -moderada -poca -nada
- 3- Tos:
-sonora -suave -productiva
- 4- Presencia de ronquidos o ruidos al respirar:
-siempre -durante el sueño -rara vez
- 5- Intolerancia al ejercicio:
-con el mínimo esfuerzo -después de ejercicio moderado
-después de ejercicio intenso.
- 6- Presencia de síncope o desmayos:
-nunca -frecuentes - muy frecuentes
- 7- Los síncope se desarrollan:
- después del ejercicio - en cualquier momento
- cuando tose - cuando se incorpora.
- 8- Si el paciente es cachorro, relación con respecto a los demás individuos de la camada:
.....
- 9- El paciente se alimenta:
- normal -muy poco -nada
- 10- La ingesta de agua:
-normal -aumentada -muy aumentada.
- 11- ¿El paciente recibe tratamiento? -Si -No
- 12- Menciones los medicamentos y la posología.
- 13- ¿El paciente dispone de estudios anteriores? -Si -No
- 14- Adjúntelos o resume brevemente dichos exámenes.

**Examen Clínico:**

Se deberá realizar en un lugar tranquilo, silencioso y sometiendo al paciente al menor estrés posible.

1. **Observar** al paciente en cuanto a condición corporal, actitud, relación con el medio, estado general, respiración, ruidos respiratorios anormales.
.....
2. **Medición de la presión arterial:**
PAS..... PAD..... PAM.....
3. **Examen físico general:**
Manto
Sistema osteomuscular
Estado general
4. **Examen Objetivo particular:**
 - Mucosas: -pálidas -rosadas -hiperémicas -cianóticas
 - Tiempo de llenado capilar: - 1" -2" -3"
 - Auscultación cardíaca: -sonidos apagados -soplo..... -arritmia - FC.....
 - dificultad por agitación.
 - En caso de soplo: PMI - Mitral - Tricúspide -Aortico - Pulmonar.
 - Intensidad del soplo: (1-6):
 - Auscultación pulmonar: -normal -rales -sibilancias
 - burbujeo. -borborigmos.
 - Pulso: -fuerte -débil -sincrónico -asincrónico
 - simétrico -asimétrico
 - Pulso yugular: -ausente -presente
 - Reflejo Hepatoyugular: -ausente -presente
 - Ascitis: -ausente -presente
 - Edema:.....
5. **Métodos complementarios**
 - 1- Electrocardiograma:
Diagnóstico:.....
 - 2- Ecocardiografía:
Diagnóstico:.....
 - 3- Radiografías:
Diagnóstico:.....
 - 4- Sangre y química sanguínea
6. **Diagnóstico Presuntivo**
7. **Diagnóstico definitivo**
.....
8. **Tratamiento**
9. **Observaciones**
.....



PROTOCOLO PARA MEDICIÓN DE PRESIÓN ARTERIAL

Se debe calibrar el dispositivo de manera semestral (consulta el manual y los modos de autoprueba).
El procedimiento debe estar estandarizado.
Se debe realizar la medición en un ambiente aislado, tranquilo y alejado de otros animales y se debe dejar que el animal se aclimate a la sala durante 5 a 10 minutos. Es preferible que el propietario esté presente.
Se debe sujetar al animal en una posición cómoda: decúbito lateral o ventral para limitar la distancia vertical desde la base del corazón al manguito.
El ancho del manguito debe ser entre el 30 y el 40 % de la circunferencia del lugar del manguito.
El manguito puede colocarse en una extremidad o en la cola, teniendo en cuenta la conformación y tolerancia del animal.
La misma persona debe realizar todas las mediciones, siguiendo un procedimiento estándar. El personal que realice las mediciones tiene que estar entrenado adecuadamente.
Las mediciones deben tomarse solo cuando el paciente esté tranquilo e inmóvil.
La primera medición debe descartarse y se deben registrar de 5 a 7 valores consecutivos y hacer la media aritmética. Se debe tener en cuenta que, en algunos pacientes, la PA tiende a bajar mientras continua el proceso (aclimatación), por lo que se debería continuar hasta alcanzar la meseta y, tras esto, realizar las 5 a 7 mediciones.
Se debe repetir en caso de duda ante las mediciones.
Es importante realizar una base de datos donde se incluya a la persona que toma las medidas, el tamaño y lugar del manguito, los valores obtenidos, la justificación de por qué se excluyó cualquier valor y el resultado final (media aritmética), así como la interpretación de los resultados por el veterinario.

Protocolo para medir la presión arterial. Fuente: Acierno MJ, Brown S, Coleman AE, Jepson RE, Papich M, Stepien RL, Syme HM. ACVIM consensus statement: Guidelines for the identification, evaluation, and management of systemic hypertension in dogs and cats. J Vet Intern Med. 2018 Nov;32(6):1803-1822. doi: 10.1111/jvim.15331. Epub 2018 Oct 24. PMID: 30353952; PMCID: PMC6271319.



PROTOCOLO PARA REALIZAR ELECTROCARDIOGRAMA

1. Colocar al animal en decúbito lateral derecho sobre una superficie confortable, no conductora, de tamaño suficiente para sostener el tronco del animal y toda la extensión de sus extremidades.
2. Usar el ECG con batería, o si hay que enchufarlo a la red activar el filtro Notch y apagar otros aparatos eléctricos que haya en la habitación.
3. Aplicar alcohol en la piel o rasurar y aplicar gel de ecocardiografía entre las pinzas del electrocardiógrafo.
4. Colocar los electrodos a media distancia entre el codo y el carpo en las extremidades anteriores, y entre la rodilla y el tarso en las extremidades posteriores según el código de colores correspondiente.
5. Asegurarse del correcto posicionamiento de los electrodos y mantener alejadas las manos de ellos.
6. Ajustar la velocidad 50 mm/seg y 10 mm/mV en perros o 20 mm/ mV en gatos.
7. Asegurarse de nuevo del correcto posicionamiento de los electrodos.
8. Iniciar el registro y valorar la necesidad de aplicar filtros de base.
9. Grabar al menos 10 segundos de cada derivación, y al menos 1 minuto a 50mm/seg.
10. Proceder a la interpretación del estudio en el siguiente orden:
 - Ritmo
 - Frecuencia
 - Duración de las ondas y complejos
 - Cálculo del Eje Eléctrico medio
11. Proceder a emitir un diagnóstico en caso de que el ritmo no fuera el normal para la especie, y las sugerencias que arrojará la interpretación del mismo.



PROTOCOLO PARA LA REALIZACIÓN DE ECOCARDIOGRAMA

1. Se procederá a rasurar el área de proyección cardíaca (desde el 3° al 6° EIC) en ambos hemitórax.
2. Se podrá realizar el estudio con el paciente en estación si fuera posible, en caso de que el paciente no pudiera permanecer en estación se colocara al paciente en decúbito lateral y se utilizará una camilla especial adaptada con orificios para la realización del estudio.
3. Para la realización del estudio se seteará el equipo para la examinación cardiológica, según protocolos y consideraciones a cargo del operador.
4. Para el examen ecocardiográfico básico se deberá abordar la ventana paraesternal derecha desde donde se obtendrán cortes bidimensionales de eje largo de 4 y 5 cámaras, y eje corto, a nivel de los músculos papilares para realizar el modo M, a nivel de válvula Mitral, para calcular EPSS, ya nivel de la base para evaluar AI:AO, AO/AP, Doppler espectral de la válvula pulmonar y demás estructuras. En ventana paraesternal izquierda, se hará un corte apical para evaluar, válvulas AV, cámaras atriales y ventriculares, Doppler color y espectral de todos los flujos valvulares. Además se evaluará pericardio y pulmones en áreas circundante.
5. Con la información obtenida se procederá al análisis exhaustivo de dichos resultados de imágenes y se procederá a emitir un diagnóstico ecocardiográfico, detallando los hallazgos y parámetros alterados, y adjuntando las imágenes más representativas.

HEMOPATÓGENOS

CONSIDERACIONES A TENER EN CUENTA

MUESTRAS A TOMAR

- Frotis de sangre capilar
- Sangre con anticoagulante: hemograma, frotis de capa flogística, PCR, serología
- Sangre sin anticoagulante: bioquímica sanguínea
- Punción de médula ósea (solo si el caso clínico lo amerita)

DIAGNÓSTICO

	Frotis capilar	Frotis de capa flogística	Test serológicos	Punción medular
Mycoplasma sp.	X			
Hepatozoon canis	X	X		X
Babesia sp.	X			
Anaplasma platys	X	X	X	X
Ehrlichia sp.	X	X	X	X

TRATAMIENTO

- Ehrlichiosis, Anaplasmosis y Mycoplasmosis: Doxiciclina 5 mg/Kg cada 12 horas o 10 mg/Kg cada 24 horas, vía oral, endovenosa o intramuscular, durante 28 días como mínimo. Oxitetraciclina 7,5-10 mg/Kg, endovenosa, cada 8 horas hasta que desaparezcan los signos gastrointestinales y luego pasar a la doxiciclina vía oral.
- Hepatozoonosis: Toltrazuril 14 mg/Kg cada 24 horas, vía oral, durante 7 días o Dipropionato de imidocarb 6 mg/Kg, vía subcutánea o intramuscular, cada 2 semanas hasta la desaparición de los gamontes en sangre.
- Babesiosis: Dipropionato de imidocarb 6 mg/Kg, vía subcutánea o intramuscular, 2 aplicaciones cada 2 semanas.

OBSERVACIONES

- Previo a la aplicación del Dipropionato de imidocarb, atropinizar el paciente para evitar los efectos secundarios del medicamento.
- En todos los casos, evaluar el tratamiento complementario correspondiente así como tratamientos combinados en coinfecciones.
- En los casos de Ehrlichiosis crónica, los pacientes pueden tardar semanas a meses en normalizar los valores hematológicos, quedar con secuelas o tener un pronóstico infausto debido a una aplasia medular irreversible.

Asignatura Enfermedades Transmisibles y Tóxicas de Pequeños Animales

XVI. NECROPSIA

Necropsia: “Mortui vivos docent” (Los muertos enseñan a los vivos). Serie de procedimientos realizados para estudiar los cambios morfológicos y patológicos en un organismo después de su fallecimiento.

OBJETIVOS:

- Determinar la causa de la muerte del animal.
- Confirmar o rectificar el diagnóstico clínico.
- Determinar si existe un riesgo para la salud pública.
- Incrementar la habilidad y la experiencia de los alumnos en la técnica de necropsia.
- Realizar la correcta obtención de muestras para diferentes análisis de laboratorio.
- Documentar los hallazgos.
- Corroborar las posibles connotaciones legales.

MATERIALES:

- Equipo de Protección Personal (EPP).
- Guantes desechables (nitrilo o látex).
- Batas desechables o lavables.
- Mascarillas.
- Gafas de protección o caretas.
- Gorro quirúrgico.
- Botas o cubre zapatos desechables.

Otros elementos

- Bisturí y hojas de bisturí de varios tamaños.
- Tijeras quirúrgicas (rectas y curvas).
- Pinzas (anatómicas y quirúrgicas).
- Sondas y cánulas.
- Martillo y cincel (para craneotomía).
- Sierra para huesos (manual o eléctrica).
- Separadores.
- Contenedores de muestras (botes de plástico o vidrio).
- Bolsas de plástico para órganos.
- Solución de formalina al 10% (para preservar tejidos).
- Etiquetas y marcadores permanentes.
- Cinta métrica.
- Regla.
- Balanza (para pesar órganos, rojas).
- Cámara para tomar fotos.
- Libreta de notas o planillas de necropsia.
- Lapicera/Lápiz.
- Limpieza y Desinfección: Soluciones desinfectantes (Ej.: hipoclorito de sodio), Jabón antibacterial.
- Toallas de papel desechables.
- Contenedores para residuos biológicos y punzocortantes.

Materiales para Toma de Muestras:

- Tubos de ensayo.
- Cotonetes estériles.
- Jeringas y agujas.
- Contenedores para sangre y otros fluidos.

PREPARATIVOS PREVIOS A LA NECROPSIA:

1. **Historia Clínica:** Obtener un historial médico detallado del animal, incluyendo síntomas, tratamientos recibidos y antecedentes de enfermedades.
2. **Consentimiento del Propietario:** Asegurarse de tener el consentimiento informado del propietario del animal.

PROCEDIMIENTO:

1. Examen Externo:

- **Identificación y Registro:** registra la identidad del animal, fecha y hora de la necropsia, y cualquier historial médico relevante.
- **Examen Visual:** inspección de piel, pelaje, mucosas, orificios naturales, presencia de secreciones, cuerpos extraños, masas, etc. Buscar signos de trauma, parásitos externos, úlceras, masas, o cualquier anomalía visible. Documentar de forma detallada y por fotografía cualquier hallazgo externo relevante.

2. Examen interno:

- **Posicionamiento del Animal:** coloca al animal en decúbito dorsal (boca arriba) sobre la superficie de la mesa de necropsia.

3. Posición y desollado del cadáver:

- La posición indicada para perros de talla mediana o chica y para gatos es decúbito dorsal, con la cabeza hacia la derecha del operador. Los perros de talla grande o gigante, especialmente de tórax profundo, se puede optar, para el desollado del animal por los decúbitos laterales primero el izquierdo y después el derecho.
- En la hembra, cortar la piel por la línea media (filo del cuchillo hacia afuera) desde el mentón hasta la vulva. En el macho, comenzar en el mentón y seguir cortando por la línea media, rodeando la cicatriz umbilical, el prepucio, y el pene, hasta la base del escroto.
- Comenzar a desollar a ambos lados de la línea media, examinando el tejido subcutáneo. Realizar un prolijo examen de las glándulas mamarias y sus linfonódulos, explorar los linfonódulos superficiales (In mandibulares; In parotídeos; In preescapulares; In axilares; In inguinales superficiales y poplíteos superficiales) y las glándulas salivales.

- Al llegar a la axila, cortar los músculos de la sinsarcosis del cinturón escapular, los vasos axilares y el plexo braquial, de tal manera que los miembros torácicos caigan hacia los lados.
- Luego cortar los músculos mediales del miembro pelviano y abrir con la articulación coxal, dejando caer los miembros pelvianos hacia los costados. En caso de sospecha de traumatismo o diátesis hemorrágica, desollar también los miembros para una exhaustiva exploración del tejido subcutáneo, especialmente el peri-articular. En este caso puede partirse en cortes mediales desde las ingles y axilas hasta los tarsos y carpos.

4. Apertura de cavidad torácica y abdominal:

- Con una mano tomar el manubrio del esternón y con la otra, llevando el cuchillo en posición horizontal cortar por las articulaciones costocondrales de ambos lados simultáneamente hasta exponer la cavidad torácica (en animales viejos se usa sierra o costótomo). Prolongar ambos cortes hasta el pubis incidiendo los músculos de la pared abdominal, a una distancia tal que permita exponer los órganos de la cavidad. Si se sospecha de hernia diafragmática, realizar, en primera instancia, la apertura del abdomen desde el cartílago xifoides hasta el pubis y sólo realizar la apertura del tórax luego de haber constatado la integridad y concavidad del diafragma.
- Antes de extraer los órganos, observar en ambas cavidades la ubicación y tamaño de los mismos. Determinar presencia y aspecto de líquidos y extraerlos en lo posible, con elementos adecuados. Realizar un ojal en el saco pericárdico para explorar su contenido. Pueden obtenerse muestras de líquido para análisis complementarios.

5. Extracción de los órganos cefalo-torácicos.

- La lengua, faringe, laringe, tráquea, tiroides, paratiroides, esófago, timo, pulmones y corazón se extraen en conjunto.
- Realizar dos incisiones profundas y mediales al cuerpo de la mandíbula desde la sínfisis hasta los ángulos. Inspeccionar los linfonódulos mandibulares.
- Cortar los músculos sublinguales para liberar la lengua, tomándola con una mano cortar el paladar blando el hueso y hioides y la pared dorsal de la faringe, observar e inspeccionar por medio de cortes la fosa tonsilar los linfonodulos retrofaríngeos laterales y mediales además de la glándula parótida y el linfonódulo parotídeo derecho.

- Continuar separando los órganos del cuello laringe, tráquea, tiroides, paratiroides, timo, cervical y esófago cortando los tejidos blandos hasta llegar a la entrada del pecho luego por medio de cortes separar las flexuras pleurales los grandes vasos del mediastino craneal el ligamento externo pericárdico y al llegar al diafragma seccionar el esófago la aorta y la vena cava caudal.

6. Extracción de órganos abdominales:

- Extraer el bazo con el omento mayor mediante corte del ligamento gastroesplénico y tracción de éste en su inserción en la curvatura mayor del estómago. Tomar el yeyuno-íleon por su asa más expuesta y comenzar a separarlo de su meso hacia craneal, hasta llegar al duodeno, inspeccionando la serosa.
- Observar el páncreas y la grasa mesentérica.
- Cortar el duodeno hacia caudal de la desembocadura del conducto colédoco. -Separar el resto del intestino de sus mesos y extraerlo cortando el recto, deslizando primero la materia fecal en el lugar del corte. Examinar los linfonódulos mesentéricos. Disponer el intestino sobre una mesa en pliegues sucesivos y paralelos facilitando su apertura e inspección.
- Presionar la vesícula biliar para constatar el pasaje de bilis hacia el duodeno.
- Luego extraer el estómago, el hígado y el duodeno cortando sus ligamentos peritoneales.
- Ubicar las glándulas adrenales (en craneomedial a cada riñón) inspeccionarlas exteriormente y realizar un corte longitudinal sagital, observando la relación corteza - médula.

7. Apertura de cavidad craneana y del canal medular.

Extracción del SNC

- Hacer una incisión en la piel en la región frontal, extendiéndolo hasta la nuca.
- Desollar la piel de ambos lados seccionando los meatos acústicos externos.
- Eliminar los músculos temporales cuando tengan moderado a gran desarrollo.
- En perros de talla chica y gatos, estos músculos de escaso desarrollo, contribuyen a evitar el deslizamiento lateral de la sierra.
- Puede ser necesaria la inspección de parte o de todo el canal medular y la médula espinal.
- Para ello girar el cadáver y quitar la piel restante del cuello, dorso y lomo y los músculos epiaxiales.

- Realizar dos cortes longitudinales con sierra o raquíotomo a través de los arcos vertebrales para exponer el canal. Cortar con tijera la duramadre y los nervios raquídeos y extraer la médula.

OBSERVACIONES:

- Trabajar en una superficie limpia, lugar adecuado, bien ventilado.
- Preparar todos los materiales y equipos necesarios.
- Usa el equipo de protección personal adecuado.
- Examinar detalladamente cada órgano.
- Documentar cualquier hallazgo anormal.

TOMA DE MUESTRAS:

- Recoger las muestras de tejido para histopatología, microbiología, y toxicología si es necesario.
- Colocar las muestras en solución de formalina al 10% para conservación.
- Etiquetar y documentar cada muestra adecuadamente.

XVI. GESTIÓN POSTMORTEM DEL PACIENTE

- Ante el fallecimiento de un paciente, deberá primeramente notificarse al tutor.
- Luego se le plantearán las opciones posibles para la disposición del cadáver:
- Si el tutor decide llevarse a su mascota, se entregará el cuerpo en una caja, si hay disponible, en la manta de la mascota si la tuviera, o, en su defecto, en bolsas plásticas.
- Si el tutor decide no llevarse el cuerpo, este deberá colocarse en bolsas de residuos patológicos (rojas, de 50 micrones de espesor) y almacenarse en los recipientes apropiados para su retiro por la empresa de gestión de residuos. El fallecimiento deberá registrarse en la ficha del paciente.

Observaciones generales de exámenes complementarios de diagnóstico

Los procedimientos serán realizados sin la presencia del tutor. De ser necesarios análisis o exámenes complementarios, se realizará el pedido con la ficha oficial del hospital y se le hará saber al tutor para pedir su consentimiento. Éste deberá abonar el costo de los exámenes y volver al consultorio para entregar el

comprobante de pago.

Luego de esto se procederá a enviar las muestras a donde se requiera o se preparará el paciente para la sala de rayos o ecografía. Las muestras de sangre deben entregarse al laboratorio debidamente etiquetadas y acompañadas del comprobante de pago. En caso de que el laboratorio esté cerrado, las muestras deberán colocarse en la heladera designada para muestras y se informará a los compañeros, personal de recepción y demás involucrados que deben entregarlas al laboratorio una vez que el personal encargado esté disponible.

Si los análisis no se realizan en el hospital, se debe informar al tutor sobre el lugar donde llevar las muestras, que deben entregarse correctamente rotuladas y embaladas, junto con el pedido médico.

Si los exámenes complementarios no están disponibles el día de la consulta, se deberá instruir al tutor para que solicite un turno en recepción, presentando el pedido médico el día que se le asigne el turno.

En caso que los exámenes complementarios no estén disponibles el día de la consulta, se deberá instruir al tutor para sacar turno en recepción, con pedido médico que deberá presentar el día que se le dé el turno.

Medidas específicas de atención veterinaria en felinos

- La atención en el consultorio de felinos se realizará mediante turnos obtenidos vía telefónica.
- Los pacientes deben ser traídos por sus tutores en el horario acordado, transportados en transportadoras o contenedores cerrados con orificios para garantizar el bienestar del animal y prevenir escapes.
- El consultorio de felinos será preparado previamente con difusor de feliway u otro similar, asegurándose de cerrar puertas, ventanas y desactivar cualquier maquinaria ruidosa en la sala.
- Al llegar, el tutor debe avisar en recepción y esperar a ser atendido. Una vez en el consultorio, se procederá calmadamente según las indicaciones del veterinario de turno.
- Si se requieren análisis o exámenes complementarios, se realizará el pedido con la ficha oficial del hospital y se solicitará el consentimiento del tutor. Posteriormente, el tutor deberá abonar el costo de los exámenes y regresar al consultorio para entregar el comprobante de pago. Luego, se procederá a enviar las muestras donde corresponda o preparar al paciente para la sala de rayos X o ecografía.

Medidas específicas de atención veterinaria en caninos

- La atención en el consultorio se realizará mediante turnos obtenidos vía telefónica.
- Los pacientes deben ser traídos por sus tutores en el horario acordado y con las medidas adecuadas de sujeción.
- Al llegar, el tutor deberá avisar en recepción y esperar a ser atendido.
- La toma de datos y anamnesis se realizará fuera del consultorio. Una vez llegado el turno, el paciente ingresará al consultorio sin la presencia del tutor, salvo por problemas de sujeción o por indicación del veterinario.
- Los procedimientos serán llevados a cabo sin la presencia del tutor.
- Si se requieren análisis o exámenes complementarios, se realizará el pedido con la ficha oficial del hospital y se solicitará el consentimiento del tutor. Posteriormente, el tutor deberá abonar el costo de los exámenes y regresar al consultorio para entregar el comprobante de pago. Luego, se procederá a enviar las muestras donde corresponda o preparar al paciente para la sala de rayos X o ecografía.

Medidas Específicas de Atención quirúrgica y post-quirúrgica en animales pequeños

- Todas las cirugías serán programadas con un pedido médico previo.
- En todos los casos, se realizarán exámenes complementarios prequirúrgicos básicos (hemograma, coagulograma, electrocardiograma) y específicos (radiografías, ecografías, análisis sanguíneos específicos, etc.), según la patología del paciente.
- El día de la cirugía, el paciente deberá ser citado una hora antes del procedimiento si todos los exámenes complementarios han sido realizados previamente y el paciente se encuentre en condiciones para el procedimiento.
- El costo del procedimiento deberá ser abonado antes de la cirugía.
- Antes de realizar cualquier práctica quirúrgica, se presentará al tutor la ficha de consentimiento que deberá firmar y se le explicará detalladamente el procedimiento quirúrgico y los riesgos asociados.
- Se verificará que se hayan cumplido las horas de ayuno y que el paciente esté en condiciones óptimas para la cirugía.
- El paciente será ingresado a la sala de anestesia para comenzar las preparaciones necesarias.

3.2 | SITUACIONES ESPECIALES

Dentro del ámbito hospitalario veterinario, existen situaciones clínicas que requieren una respuesta inmediata, organizada y basada en criterios técnicos precisos. Este apartado tiene como objetivo ofrecer a los estudiantes una guía práctica y estandarizada para la actuación frente a cuadros que comprometen la vida o estabilidad del paciente, donde la rapidez y la secuencia correcta de las intervenciones resultan determinantes.

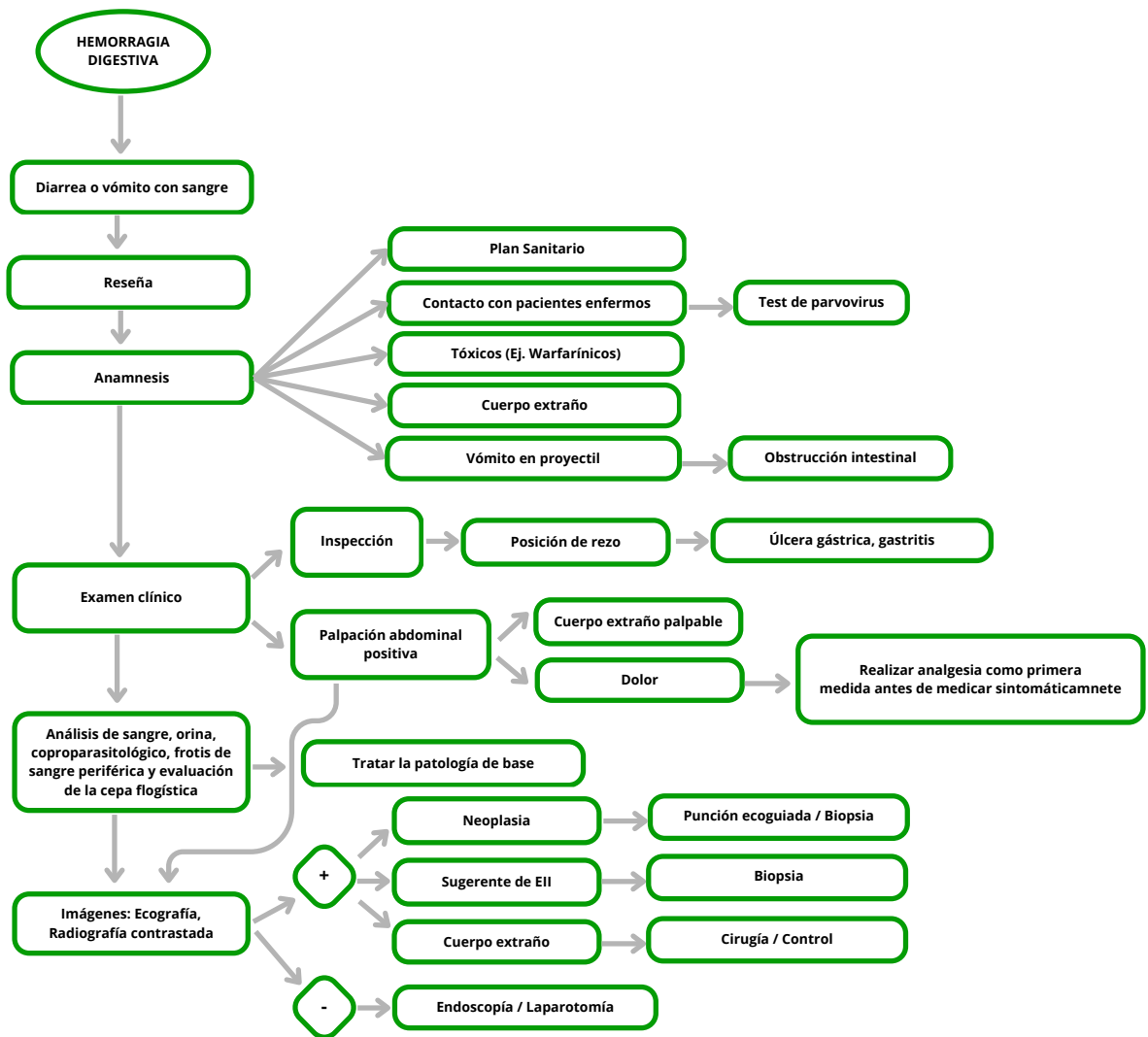
Los *algoritmos* de atención incluidos en este apartado fueron diseñados para facilitar la toma de decisiones en escenarios críticos, promoviendo una conducta clínica sistemática que priorice la evaluación inicial, la estabilización del paciente y la derivación oportuna cuando corresponda.

A través de estos esquemas, se busca fortalecer el razonamiento clínico, la capacidad de respuesta y la seguridad en la ejecución de procedimientos, garantizando que el accionar del estudiante se base en protocolos claros, reproducibles y acordes con las buenas prácticas de la medicina veterinaria.

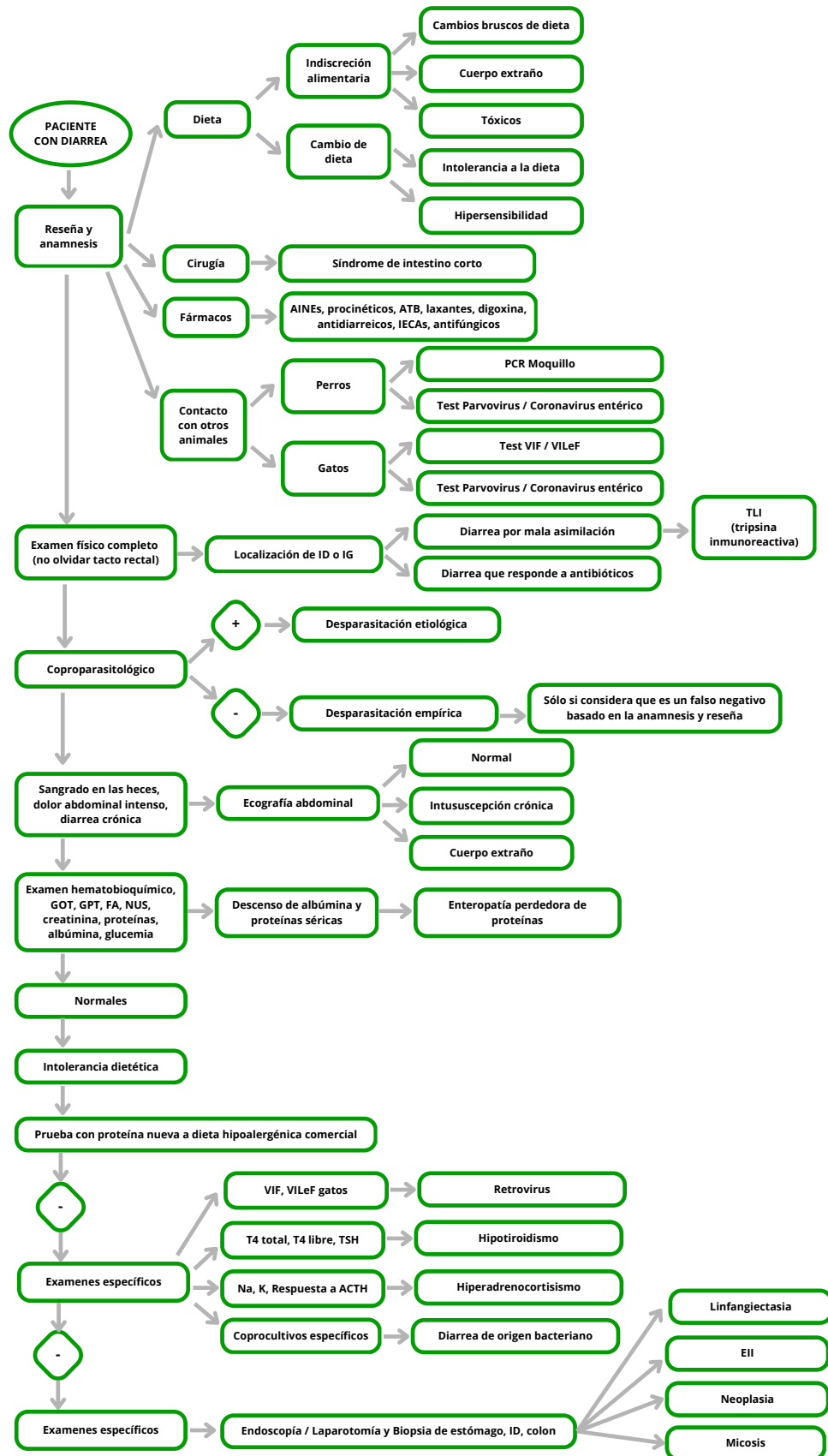


Imagen 3.10 - Paciente canino en la consulta clínica.

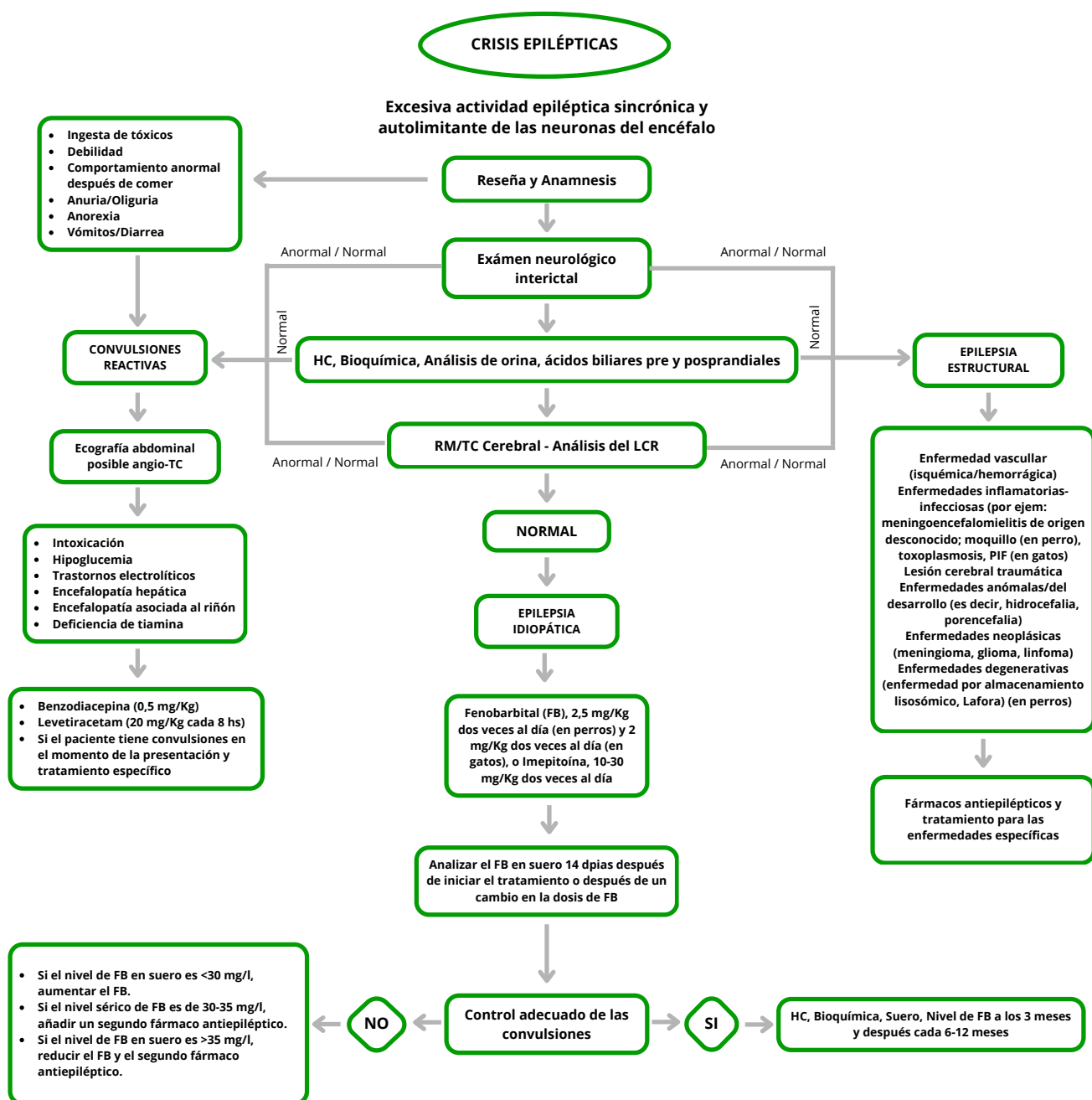
ALGORITMO DEL PACIENTE CON HEMORRAGIA DIGESTIVA



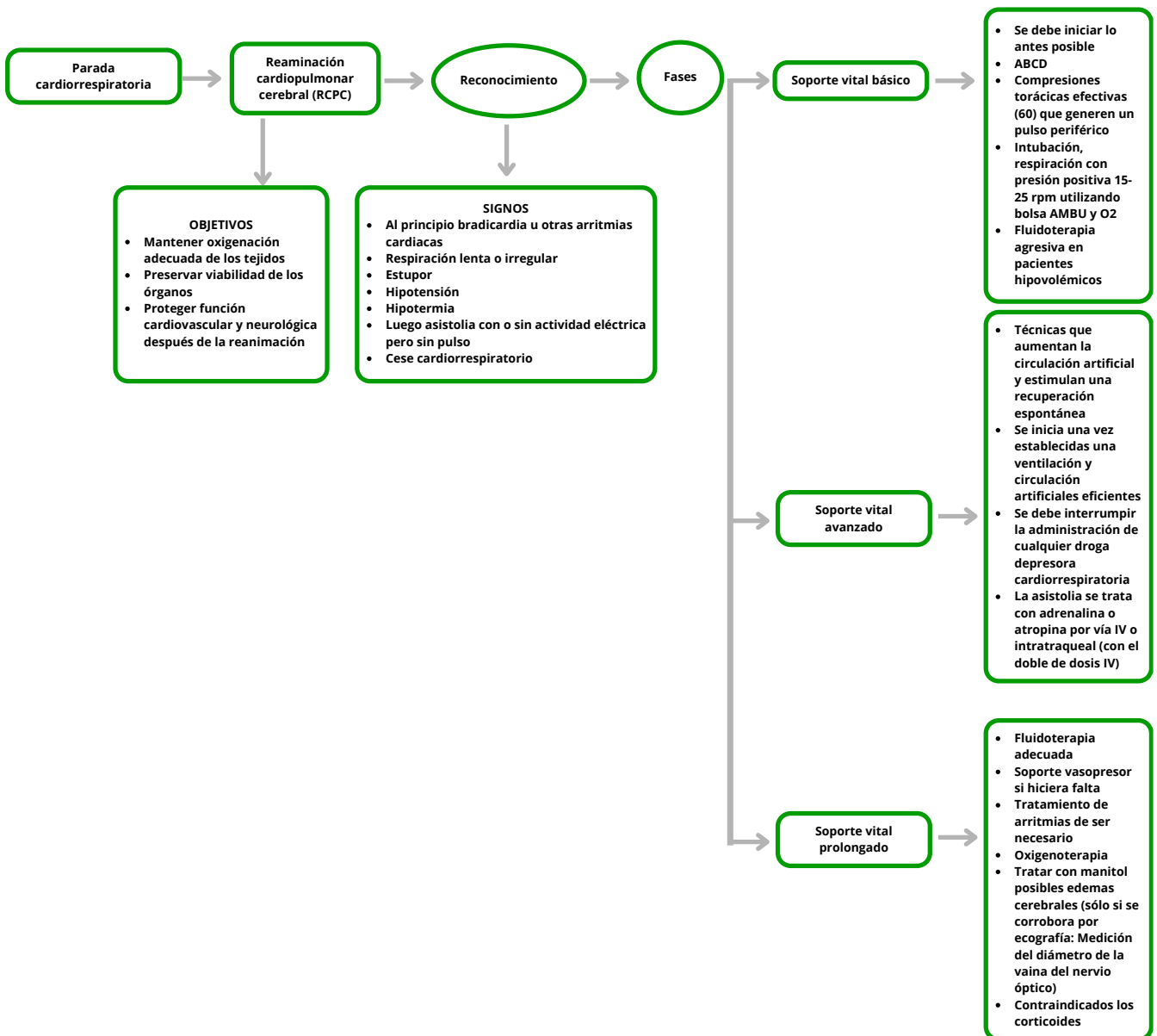
ALGORITMO DEL PACIENTE CON DIARREA



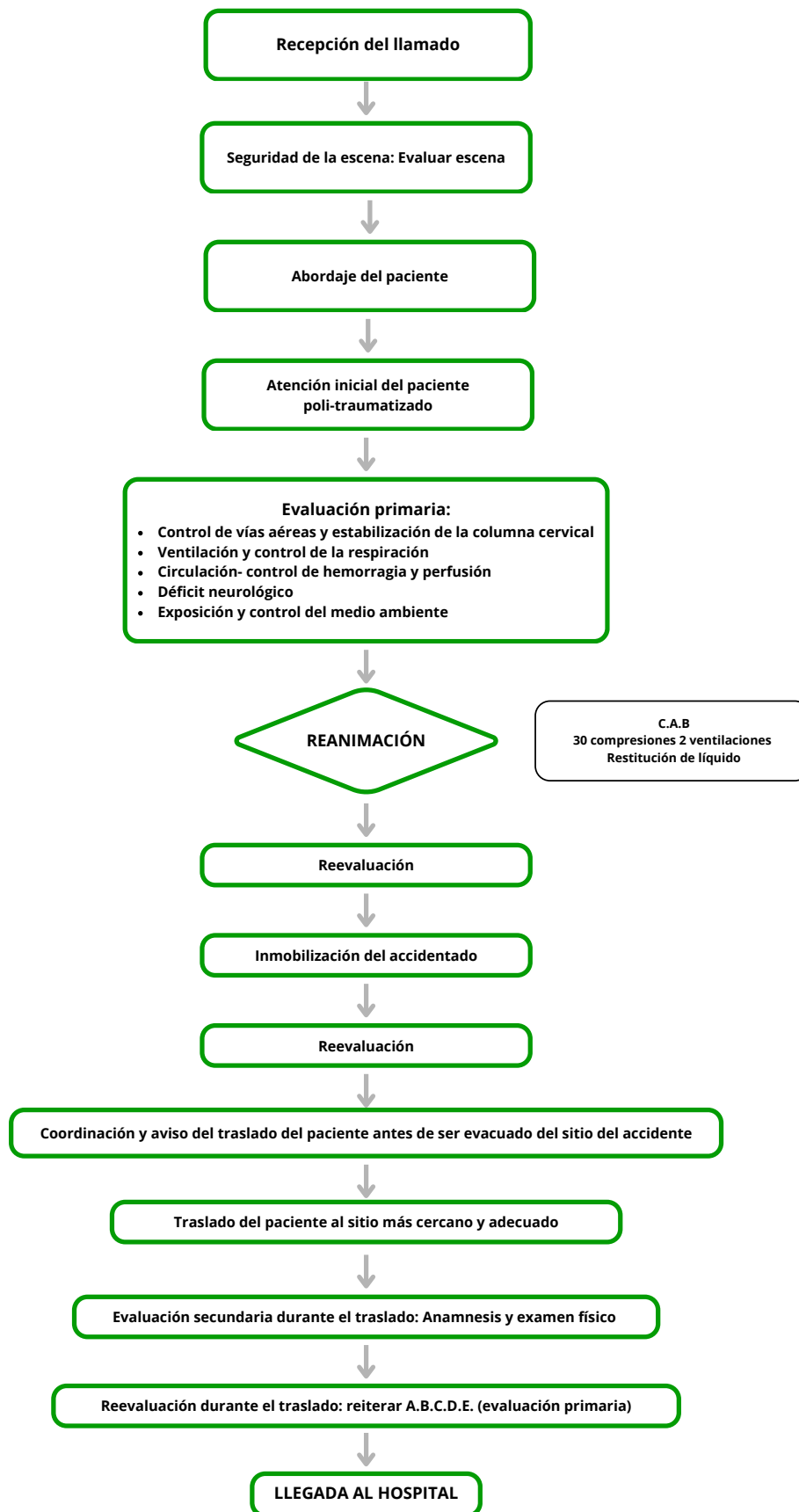
ALGORITMO DE ATENCIÓN EN PACIENTE CONVULSIVO



ALGORITMO DEL PACIENTE CON PARO CARDIO RESPIRATORIO



ALGORITMO DE ATENCIÓN DEL PACIENTE POR TRAUMA PREHOSPITALARIO



3.3 | ENFERMEDADES ZONÓTICAS

ENFERMEDADES ZONÓTICAS EN VIGILANCIA EPIDEMIOLÓGICA EN LA PROVINCIA DE TUCUMÁN

Las **zoonosis** constituyen un grupo de enfermedades de los animales que son transmitidas al hombre por contagio directo con el animal enfermo, a través de algún fluido corporal como orina o saliva, o mediante la presencia de algún intermediario como pueden ser los mosquitos u otros insectos. También pueden ser contraídas por consumo de alimentos de origen animal que no cuentan con los controles sanitarios correspondientes, o por consumo de frutas y verduras crudas mal lavadas.

Las zoonosis pueden ser causadas por diferentes agentes, tales como parásitos, virus o bacterias.

Los parásitos se alimentan de su hospedador, produciendo desde enfermedad leve, a veces casi imperceptible, hasta daños más graves. Algunos ejemplos de parásitos son *Echinococcus granulosus*,

agente causal de la Hidatidosis, o *Sarcoptes scabiei*, causante de la Sarna Sarcóptica.

Las bacterias y los virus, como agentes causales de diversas patologías, también pueden ser causantes de las enfermedades zoonóticas.

Las principales **Enfermedades Zoonóticas son:**

- Hidatidosis
- Leptospirosis
- Rabia

Otras zoonosis de importancia:

- Brucelosis

HIDATIDOSIS/ EQUINOCOCOSIS QUÍSTICA

La hidatidosis o equinococosis quística es una enfermedad de evolución crónica que representa un importante problema de salud pública y económica

¿CÓMO SE TRANSMITEN LAS ENFERMEDADES ZONÓTICAS?



en aquellas regiones del mundo con una economía básicamente ganadera.

América del Sur es una de las regiones del mundo más afectadas por la hidatidosis. Se ha estimado que en la Argentina, a pesar de los subregistros, por año se producen 1.000 cirugías a causa de esta enfermedad. El número de defunciones por esta patología alcanza 20 a 30 por año.

AGENTE ETIOLÓGICO

En Argentina el agente causal de la echinococosis quística es el complejo *Echinococcus granulosus sensu lato* (s.l.) formado por: *E. granulosus sensu stricto* (s.s.) (genotipo G1-G3), *E. equinus* (G4), *E. ortleppi* (G5) y *E. canadensis* (G6/G7, G8 y G10). En Argentina *E. granulosus sensu stricto* G1 es el más prevalente en hospederos intermediarios (ovinos, porcinos, bovinos, caprinos y el ser humano) y definitivos, seguido por el genotipo *E. canadensis* G6.

Modos de transmisión: El huésped definitivo de este parásito es el perro, que se infecta al alimentarse con vísceras crudas que contienen quistes infectantes, habitualmente proporcionadas por el ser humano. En los perros, la infección suele ser asintomática o causar enfermedad leve, mientras que los parásitos adultos presentes en el intestino delgado producen huevos embrionados que se eliminan con las heces y pueden sobrevivir durante un período prolongado en el ambiente, siempre que las condiciones sean favorables.

La infección en humanos ocurre por la transferencia de estos huevos de las manos a la boca, al tener contacto con perros infectados que los portan en el hocico o el pelaje. Además, la transmisión puede producirse mediante la ingestión de alimentos contaminados, como frutas caídas o frutos silvestres sin lavar, agua, tierra o fomites, que hayan estado en contacto con huevos del parásito.

RESERVORIO/VECTOR

En la EQ, el hospedador definitivo para *E. granulosus* s.l. es el perro doméstico y otros cánidos silvestres. Los hospedadores intermediarios son mamíferos herbívoros, siendo los de mayor importancia los ovinos, bovinos, caprinos y porcinos.

PERIODO DE INCUBACIÓN

Variable, puede ser de varios años. Según el número

y la ubicación de los quistes y la rapidez con que se desarrollen.

CLÍNICA

Sus síntomas dependen del órgano comprometido (p. ej., ictericia y molestias abdominales en presencia de quistes hepáticos o tos, dolor torácico y hemoptisis en pacientes con quistes pulmonares). Las complicaciones que pueden producirse son la rotura del quiste o su infección. La rotura de los quistes puede causar fiebre, urticaria y reacciones anafilácticas graves.

DIAGNOSTICO

- Estudios de diagnóstico por imágenes
- Pruebas Biológicas
- Examen del líquido del quiste
- La TC, la RM y los hallazgos ecográficos del abdomen pueden ser patognomónicos de la equinocosis quística del hígado si se identifican los quistes hijos y la arenilla hidatídica (protoescolices y detritos), pero los quistes hidatídicos simples pueden ser difíciles de distinguir de los quistes benignos, los abscesos o los tumores benignos o malignos. La Organización Mundial de la Salud utiliza los resultados de los estudios de diagnóstico por imágenes para clasificar los quistes en activos, transitorios o inactivos. El compromiso pulmonar puede presentarse como masas pulmonares redondas o irregulares en la radiografía de tórax. La equinocosis alveolar se presenta típicamente como una masa invasora.
- Las pruebas Biológicas (enzimoinmunoensayo, ensayo de hemaglutinación indirecta) son sensibles para detectar la infección. El hemograma completo puede detectar eosinofilia.

DEFINICIÓN DE CASO

- Caso sospechoso de echinococosis quística (EQ): Toda persona con presencia de masa quística sugestiva (única o múltiple) en los exámenes diagnósticos por imágenes (más frecuentemente en hígado o pulmón) y algunos de los siguientes criterios epidemiológicos:
 - a. Contacto con perros de áreas endémicas.
 - b. Convivientes con diagnóstico de hidatidosis y que han compartido residencia o viaje a la misma zona geográfica o endémica.
 - c. Antecedentes de viaje o permanencia en áreas rurales o semirurales.

- Caso confirmado de echinococcosis quística (EQ): Visualización directa por microscopía de protoescolices o ganchos del cestode, restos de membranas y/o estudio histopatológico de la pieza extraída por cirugía o identificación del genoma del parásito mediante técnicas moleculares (PCR).
- Caso sospechoso con imágenes compatibles con signo patognomónico: imagen de membrana desprendida (clasificación Gharbi tipo II o CE3) de quiste hidatídico detectados por estudios de imágenes, en cualquier localización.
- Caso sospechoso con prueba de inmunodiagnóstico positiva (ELISA, HAI o Western Blot.)
- Caso descartado: por otro diagnóstico etiológico.
- Caso probable en estudios poblacionales: Toda persona menor de 15 años estudiada por ecografía en el marco del tamizaje poblacional en un área endémica que presente imágenes compatibles con quiste hidatídico.

Cribado Poblacional solo si es un problema de salud pública, si hay una alta prevalencia e incidencia y si afecta más a grupos vulnerables con difícil acceso al Servicio de Salud.

Es necesario tener una prueba de cribado rápida, segura y de alta sensibilidad y especificidad. Y buena relación Costo-efectividad

Unidades Epidemiológicas Positivas: Toda establecimiento ganadero, vivienda rural o urbana que forme parte de la vigilancia de unidades epidemiológicas en zona endémica con al menos un hallazgo en alguno de las siguientes situaciones:

- Con estudios de material fecal de perros con al menos un resultado positivo y/o a coproElisa o coproElisa más PCR.
- Identificación post mortem de la presencia de quistes hidatídicos en hospederos intermediarios juveniles (corderos, terneros, lechones) y/o ELISA o Western blot positivo en al menos un animal.
- Se hayan detectado casos humanos en menores de 15 años a demanda o por catastros poblacionales.

Objetivos de la Vigilancia: Registrar nuevos casos de EQ

- Monitorear la prevalencia de equinocosis en Unidades Epidemiológicas de áreas endémicas

seleccionadas, permitiendo dirigir y evaluar las acciones de control.

- Identificar casos asintomáticos para tratamiento oportuno a través de estudios poblacionales (catastros ecográficos).
- Estimar la prevalencia en menores de 15 años a través de estudios poblacionales (catastros ecográficos).

NOTIFICACIÓN: En la EQ será de Modalidad individual. La Estrategia es a través de la Clínica, el Laboratorio y la Investigación Epidemiológica. Y su periodicidad semanal.

En Catastros Poblacionales se hará con Modalidad Numérica y con Periodicidad semanal.

MEDIDAS PREVENTIVAS

- Evitar que los perros consuman vísceras crudas de animales faenados o muertos en el campo para interrumpir el ciclo de transmisión del parásito.
- Eliminar de forma segura las vísceras animales.
- Sensibilizar a la población acerca de los riesgos implicados en la convivencia y el contacto estrecho con los perros enfermos y en las faenas domiciliarias sin control.
- Disponer de infraestructura para la faena (carneadero y pozo cercado) en áreas urbanas y en establecimientos ganaderos. Se recomienda también la construcción de caniles en estos últimos.
- Cumplir con la desparasitación periódica de todos los perros en zonas endémicas.
- Intensificar los controles de faena en los mataderos y frigoríficos oficiales y privados.
- Existe una vacuna para ovinos disponible en el mercado.
- Realizar tamizaje por control ecográfico anual en población menor de 15 años en áreas endémicas para detección temprana y derivación para diagnóstico y tratamiento.
- Coordinar de forma intersectorial las acciones de prevención.

MEDIDAS PREVENTIVAS INDIVIDUALES

- Lavarse siempre las manos con agua y jabón antes de comer.
- No dejarse lamer por los perros.
- Evitar el contacto oral de niños con mucosas y pelajes de animales.
- Lavar bien las verduras y frutas antes de comerlas.

- Desparasitar a los perros.
- Consumir sólo agua potable. Si no es posible, enseñar a potabilizar el agua (agregar 2 gotas de lavandina (55 grs. de cloro) por litro de agua, dejar reposar 30 minutos luego de lo cual está disponible para el consumo).

Control del caso confirmado

- Notificación a través de los mecanismos dispuestos por la autoridad sanitaria nacional.

TRATAMIENTO ESPECÍFICO

Depende de factores individuales del paciente, características quísticas, tamaño, localización, ausencia o presencia de complicaciones, experiencia del equipo médico tratante y posibilidad de seguimiento.

- El tratamiento puede ser medicamentoso con Albendazol o quirúrgico.
- Control de expuestos al mismo riesgo:
- Realizar serología, ecografía abdominal y/o radiografía torácica en busca de quistes hidatídicos.
- Revisar a los caninos que viven dentro de la casa o en su cercanía en búsqueda de infección.

Medidas ante brotes

- Control de la población animal. Se tratarán a todos los perros con Praziquantel con dosis de 5 mg/kg.

LEPTOSPIROSIS

La leptospirosis es una zoonosis ampliamente distribuida por todo el mundo sobre todo en áreas tropicales y subtropicales con altos índices de precipitación. Esta enfermedad presenta cuadros clínicos variables; desde formas asintomáticas a formas graves que puede llevar a la muerte y puede producirse en brotes.

AGENTE ETIOLÓGICO

Pertenece al orden Spirochaetales, familia Leptospiraceae, género *Leptospira*. Las especies se clasifican en tres grupos: patógenas, intermedias y saprófitas.

TRANSMISIÓN

Las leptospiras se eliminan por la orina de los

animales infectados contaminando el ambiente. Vías de transmisión: por contacto directo con orina de animales infectados e indirecto, a través de suelo, agua, materiales contaminados con orina de dichos animales. La puerta de entrada son las mucosas y la piel macerada.

RESERVORIO/VECTOR

Animales domésticos y silvestres de áreas urbanas, periurbanas y rurales, que eliminan leptospiras con la orina. Los reservorios pueden ser: roedores, perros, bovinos, ovinos, porcinos, equinos, caprinos, animales silvestres.

PERIODO DE INCUBACIÓN

Variable: entre 2 y 40 días, con un promedio de 15 días.

CLÍNICA

Se caracteriza por presentar fiebre de comienzo repentino, cefalea, mialgias intensas, inyección de las conjuntivas. Puede estar acompañado de: ictericia, insuficiencia renal, meningitis, neumonía con o sin distrés respiratorio, hemorragias, uveítis y miocarditis en las formas graves.

LABORATORIO

Se extrae 5 ml de sangre y se separa en dos muestras:

- Tubo 1 rotulado: con EDTA (1 gota) + 3 ml de sangre: se utiliza para diagnóstico molecular y el mismo es útil desde el día de inicio de síntomas hasta 10 días de evolución de la enfermedad.
- Tubo 2: 2 ml de sangre sin anticoagulante; separar suero: se utiliza para diagnóstico serológico y debe ser tomada ante la sospecha de la enfermedad. Se solicita una segunda muestra a los 10 días de tomada la primera.

DEFINICIÓN DE CASO

- Caso sospechoso: Enfermo febril agudo, con cefalea, mialgia, en ausencia de síntomas en vías aéreas superiores, con epidemiología compatible, seguida o no de ictericia, meningitis, nefropatía, neumonía, hemorragias.
- Caso confirmado: todo caso sospechoso sumado a laboratorio positivo (serología 1ra y segunda muestra y PCR) + antecedente epidemiológico de 30 días antes de: actividades en ambientes urbanos

y periurbanos vinculados a recolección de residuos, clasificación de material de reciclaje, limpieza de canales o acequias, trabajo en alcantarillas, tareas de jardinería, agricultura, albañilería, veterinarios, actividades recreativas o deportivas que se desarrollen en ambientes contaminados o aguas estancadas con orina de roedores, perros u otros animales domésticos y silvestres (bovinos, cerdos, caballos u otros) o haber estado en zonas afectadas por inundaciones o catástrofes naturales.

DEFINICIÓN DE BROTE

Dos o más casos de leptospirosis que compartan un mismo antecedente o relación epidemiológica

NOTIFICACIÓN: Inmediata e individual en SISA y a las autoridades sanitarias.

En caso de brote llenar formulario de brote e identificar la fuente común.

MEDIDAS PREVENTIVAS

Educación a la población y al personal sanitario respecto a los modos de transmisión y a la necesidad de que se evite contacto con aguas y superficies que puedan estar contaminadas.

- Protección adecuada a los trabajadores en riesgo ocupacional con botas y guantes.
- Control de roedores en domicilio y peridomicilio.
- Identificación de áreas o suelos contaminados y, de ser posible, drenaje de las aguas.
- Evitar la acumulación de agua en domicilios y peridomicilio.
- Eliminar la basura y acondicionar escombros, leña, de manera de evitar que sean refugios de roedores.

Medidas ante casos y contactos: Tratamiento antibiótico según recomendaciones vigentes. Se indica doxiciclina en dosis de 200 mg (2 comprimidos) por semana para mayores de 12 años.

- Entre 8 y 12 años la dosis es 100 mg (1 comprimido) por semana. Contraindicado en embarazadas y menores de 8 años.
- Identificar fuente probable para localizar otros expuestos.
- Dar pautas de alarma para consulta precoz ante síntomas o signos compatibles de personas expuestas a la misma fuente (no existe transmisión interhumana).

Medidas ante brotes: Identificar la fuente de infección, tales como basurales, criaderos de animales, zonas anegadas u orillas de ríos o arroyos contaminados, para eliminar la contaminación o prohibir su uso. Investigar fuentes ocupacionales. Quimioprofilaxis.

RABIA

ACCIDENTE POTENCIALMENTE RÁBICO (APR)

Contacto y (sospecha de) exposición a rabia.

La rabia es una zoonosis de origen viral que afecta al sistema nervioso central de todas las especies de mamíferos, incluido el hombre, que puede ser fatal. Está distribuida en todo el mundo y es la responsable de la muerte de más de 60.000 personas por año. Se deben vigilar los accidentes potencialmente rábicos y así aplicar una adecuada estrategia de inmunización en las personas y animales en riesgo.

AGENTE ETIOLÓGICO

Los virus causantes de la rabia pertenecen al género *Lyssavirus*. Dentro de este género, se han identificado numerosos genotipos. En Argentina, se encuentra presente hasta el momento, sólo el virus rábico clásico (genotipo 1).

TRANSMISIÓN

El APR puede producirse por mordeduras, rasguños o lameduras de un animal agresor a personas y/u otros animales.

RESERVORIO

Los diferentes genotipos del *Lyssavirus* conforman los denominados ciclos de la rabia (circulación del virus en un determinado ámbito) a partir de sus reservorios naturales. Según estos reservorios, los ciclos se pueden clasificar en terrestres (genotipos adaptados a mamíferos terrestres) y aéreos (genotipos adaptados a mamíferos aéreos). Los ciclos también pueden clasificarse según la distribución geográfica de la enfermedad en ciclos urbanos o ciclos rurales o silvestres. Dentro del ciclo urbano, el perro y el gato son los principales reservorios del ciclo terrestre (variante 1) y los murciélagos insectívoros del ciclo aéreo (variantes 4, 6 y otras). Dentro del ciclo rural, los perros salvajes y otros mamíferos silvestres (zorros,



Imagen 3.11 - Paciente canino con signos compatibles con rabia.

coatí, aguará guazú) constituyen el reservorio del ciclo terrestre (variante 2) y el murciélago hematófago (variante 3) y los murciélagos insectívoros (variante 4, 6 y otras) son los reservorios del ciclo aéreo.

PERIODO DE INCUBACIÓN

El período de incubación de la rabia es de menos de dos semanas hasta más de un año, con un promedio de 2 a 4 meses. Depende del tiempo en que el virus permanece en el sitio de entrada, la riqueza en terminaciones nerviosas de ese sitio, la distancia entre el sitio de entrada y el SNC, la velocidad del transporte axonal, la profundidad de la herida, la patogenicidad del genotipo/variante viral, la especie animal, la carga viral inoculada y el estado inmune del individuo.

DEFINICIÓN DE CASO

Toda persona con cualquier tipo de herida (mordedura, rasguño) o lamedura de mucosas o de piel herida, producida por animales con rabia confirmada o animales con sintomatología compatible, por animales silvestres (especialmente murciélagos, zorros, monos, coatíes) o por perros, gatos, hurones domésticos imposibles de observar o no vacunados.

NOTIFICACIÓN: Individual y semanal. Debe notificarse a la Dirección de Epidemiología y a zoonosis para observación y vigilancia del animal involucrado como se describe en algoritmo.

MEDIDAS ANTE CASOS Y CONTACTOS

Una persona que sufrió un APR, debe realizar a la limpieza de la herida con abundante agua corriente y

jabón y concurrir inmediatamente al efector de salud más próximo para recibir el tratamiento que corresponda. La Profilaxis Post Exposición (PPE) se basa en la vacunación acompañada o no, según el caso, de la administración de gammaglobulinas antirrábicas y debe efectuarse lo más precozmente posible.

BRUCELOSIS

Es una de las zoonosis de mayor difusión en el mundo en seres humanos y animales domesticados. Es de curso crónico e infecta principalmente a los animales domésticos (bovinos, caprinos, ovinos, porcinos y caninos) aunque también afecta a la fauna silvestre y a los mamíferos marinos.

Esta enfermedad es de importancia para la salud pública debido a los costos generados por la incapacidad física que produce en el enfermo y a las pérdidas secundarias ocasionadas por la afectación del ganado. Esto genera pérdidas económicas de importancia, por lo que la brucelosis tiene una gran repercusión mundial. La prevención de la infección humana se logra controlando la enfermedad en los animales (vacunación, decomiso) y mediante la pasteurización de los productos lácteos.

AGENTE ETIOLÓGICO

Microorganismos del género *Brucella* spp, grupo de bacterias intracelulares, inmóviles y de crecimiento lento.

Algunas especies afectan a animales terrestres (*B. abortus*, *B. melitensis*, *B. suis*, *B. ovis*, *B. canis*, *B. neotomae* y *B. microti*) y otras a mamíferos marinos (*B. ceti* y *B. pinnipedialis*). *Brucella abortus*, biovar 1-6 y 9; *B. melitensis*, biovar 1-3; *B. suis*, biovar 1,3-5 y *B. canis* son patógenas en humanos.

MODOS DE TRANSMISIÓN

- Contacto: de piel o mucosas con tejidos de animales infectados o sus productos como ganglios, sangre, orina, semen, secreciones vaginales, fetos abortados y en especial placentas. Este mecanismo es el más frecuente en el medio rural. Afecta a trabajadores rurales, veterinarios, matarifes y ganaderos, aunque también puede afectar a

trabajadores de laboratorio o de servicios de salud.

- Ingestión: de alimentos no pasteurizados de origen animal, como leche y sus derivados (quesos, crema, manteca, helados) y en menor medida carnes poco cocidas (la carga bacteriana en el tejido muscular animal es baja).
- Inhalación: de polvo en los lugares contaminados donde hay animales infectados, como establos, mataderos, salas de recepción de leche, camiones jaula para transporte de ganado, laboratoristas en contacto con aislamientos de *Brucella*, productores de vacunas y de reactivos de uso in-vitro para diagnóstico de brucelosis, etc.
- Inoculación: de material infectado-contaminado por *Brucella* spp. Este tipo de transmisión afecta fundamentalmente a veterinarios, matarifes y personal de laboratorio. También se ha descrito la enfermedad por auto inoculación accidental de vacuna de *Brucella abortus* cepa 19 y *B. melitensis* Rev.1, de uso en medicina veterinaria.
- Perinatal: por vía transplacentaria, por la ingestión de leche materna o por la exposición a sangre, orina o las heces de la madre infectada durante el parto. La transmisión interhumana es excepcional, aunque se ha informado posterior a una transfusión de sangre, trasplante de médula ósea y se han descrito casos ocasionales en los que se sospecha transmisión sexual.

RESERVORIO

Los reservorios de la infección humana lo constituyen especies domésticas de ganado vacuno, porcino, caprino, ovino y perros (tanto de criaderos como domiciliarios y callejeros o peridomiciliarios).

Periodo de incubación: Los animales infectados pueden eliminar *Brucella* spp. durante largos períodos de tiempo y son el reservorio y la principal fuente de contagio para el ser humano.

El período de incubación en los humanos se estima que podría ser de 1 a 3 semanas, pero puede llegar a varios meses.

CLÍNICA

Los síntomas característicos son fiebre continua, intermitente o irregular, de duración variable (10 a 30 días), cefalea, fatiga, diaforesis, mialgias, pérdida de peso, anorexia, malestar generalizado, con o sin signos de localización como: artritis /espondilitis, meningitis endocarditis, orquitis/ epididimitis.

La enfermedad osteoarticular es la complicación más común; se observa en 20 a 60% de los pacientes. Puede presentarse como artritis periférica, sacroileítis, espondilitis o espondilodiscitis. La artritis suele afectar las rodillas, caderas, tobillos y muñecas.

LABORATORIO

En ayunas de 8 hs se extraen 5ml de sangre y se separa suero. Conservar en frío (5°-8° C) hasta su derivación.

DEFINICIÓN DE CASO

- Caso sospechoso: toda persona con fiebre de comienzo agudo o insidioso Y / O uno o más de los siguientes signos y síntomas: sudoración nocturna, artralgia, cefalea, fatiga, anorexia, mialgia, disminución de peso, artritis/espondilitis, meningitis o afectación focal de órganos (endocarditis, orquitis/ epididimitis, hepatomegalia, esplenomegalia) y uno o más de los siguientes antecedentes epidemiológicos: contacto (principalmente ocupacional) con animales de producción ganadera y perros, consumo de productos de origen animal presuntamente contaminados, exposición en laboratorios o ser hijo de madre con serología positiva para brucelosis.
- Caso probable: A todo caso sospechoso con una o más de las siguientes pruebas de tamizaje positivas:
 - Aglutinación con antígeno tamponado (BPA).
 - Aglutinación con Rosa de Bengala (RB).
 - Microaglutinación en portaobjeto para *B. canis* (RSAT).
 - Prueba en placa (Huddleson).
- Caso confirmado: Todo caso probable con uno o más de los siguientes criterios:
 - Estudios bacteriológicos positivos: aislamiento de *Brucella* spp de la muestra clínica, hemocultivo, mielocultivo, biopsias, etc.
 - Estudios serológicos positivos: aglutinación en tubo (Wright) y/o Fijación de Complemento (FC), glyco ELISA para brucellas lisas; RSAT ELISA para brucellas rugosas.
 - Presencia de nexo epidemiológico con un caso confirmado.
- Caso descartado: todo caso con dos muestras con 30 días de separación entre ambas, en las que no

se detectan anticuerpos anti- *Brucella* spp. Caso sospechoso – Resultado No conclusivo: todo caso sospechoso con resultados negativos por pruebas bacteriológicas o serológicas en una sola muestra. Un resultado negativo de las pruebas bacteriológicas no descarta la infección.

DEFINICIÓN DE BROTE

Aparición repentina de brucelosis debido a una infección en un lugar específico y en un momento determinado, con dos o más casos asociados epidemiológicamente entre sí. Aunque un brote sucede por el aumento de casos inusual de una enfermedad, la existencia de un caso único bajo vigilancia en zona donde no existía la enfermedad se considera brote.

NOTIFICACIÓN: Semanal, individual ante la sospecha en SNVS 2.0 y a las autoridades sanitarias.

En caso de brote llenar formulario de brote e identificar la fuente común.

MEDIDAS PREVENTIVAS

- Educación a la población general y expuesta laboralmente para evitar consumo de lácteos elaborados con leche no pasteurizada y el riesgo de manipular productos animales potencialmente infectados.
- En personal expuesto debe implementarse una adecuada protección individual y controles serológicos periódicos (semestralmente) para la detección temprana de casos subclínicos y tratamiento apropiado para evitar cronicidad.
- Tratamiento adecuado de alimentos: pasteurizar leche y derivados. - Inmunización y control de la infección en los animales por detección de los infectados y eliminación de los positivos por faena.
- En caso de inoculación accidental, se debe realizar la notificación y tratamiento específico.
- En caso de personal de laboratorio en contacto sin protección personal con cepa de *Brucella* spp se realiza tratamiento profiláctico con controles serológicos, se realiza notificación en caso de seroconversión.

Medidas ante casos y contactos:

- El tratamiento incluye el uso de antimicrobianos y la administración de medicamentos sintomáticos. Algunas formas de enfermedad localizada, como endocarditis, pueden requerir cirugía.
- Notificar a la autoridad local de salud.

TRATAMIENTO ESPECÍFICO

Lo más utilizado es la combinación de rifampicina 600 a 900 mg c/24 hs. VO y doxiciclina 200 mg c/24 hs VO. Durante seis semanas como mínimo, se evaluará la eficacia del tratamiento mediante pruebas serológicas seriadas. No utilizar tetraciclinas en menores de 7 años. Control de contactos o expuestos al mismo riesgo: a) Investigación de los contactos y de la fuente de infección (ver medidas en caso de brote o epidemia).

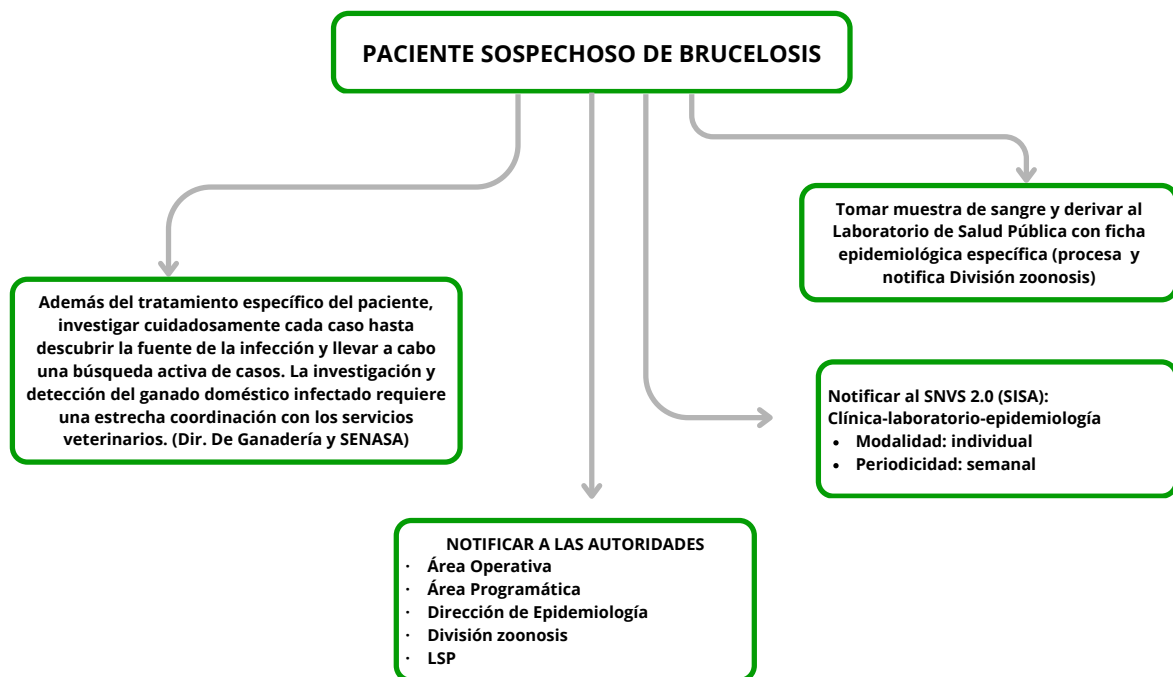
MEDIDAS ANTE BROTES

- Búsqueda del vehículo común de infección (ej.: leche cruda, quesos, otros lácteos). - Coordinación con SENASA para el control del ganado. Coordinar el control sanitario del ganado caprino y porcino. Hacer pruebas en el ganado sospechoso y eliminar los reactivos.
- Búsqueda del canino en contacto con las personas. Coordinación con el Instituto Pasteur en CABA o el Centro de Zoonosis local ante casos de infección por *Brucella canis*. Hacer diagnóstico en los caninos y proceder según el documento brucelosis canina, con castración y tratamiento antibiótico a los perros positivos.

ARTICULACIÓN INTERSECTORIAL

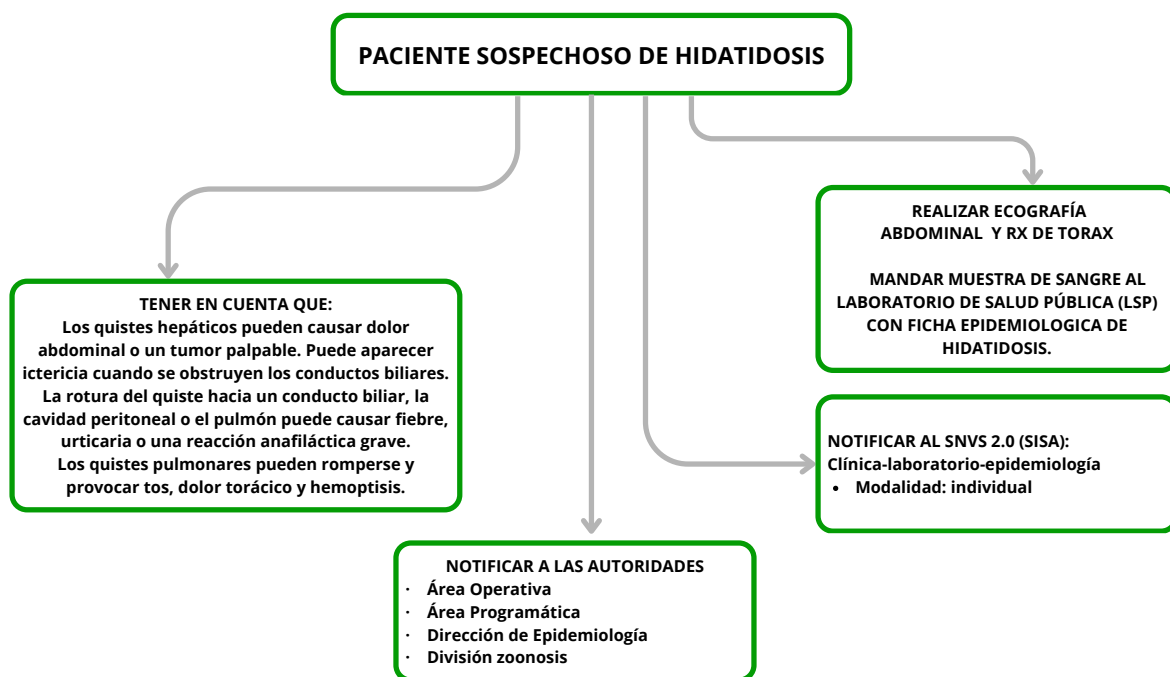
- **SENASA:**
Teléfono: 0381 455-1401
- **Dirección de Ganadería:**
Teléfono: +54 381 -4210736
E-mail: dirganaderia@tucuman.gov.ar
- **Parques Nacionales:**
Teléfono: 3865221672.
Intendente Gerardo Carreras
- **Reserva de Horco Molle:**
Teléfono: 0381 425-0936
- **Facultad de Ciencias Naturales e IML – UNT:**
Teléfono: 0381 433-0633
- **Tucumán Mascotas:**
Teléfono: 3816431008
- **Facultad de Ciencias Veterinarias UNT:**
Teléfono: 3816400203
MV. Walter Elizalde

ALGORITMO: BRUCELOSIS

**TELÉFONOS ÚTILES**

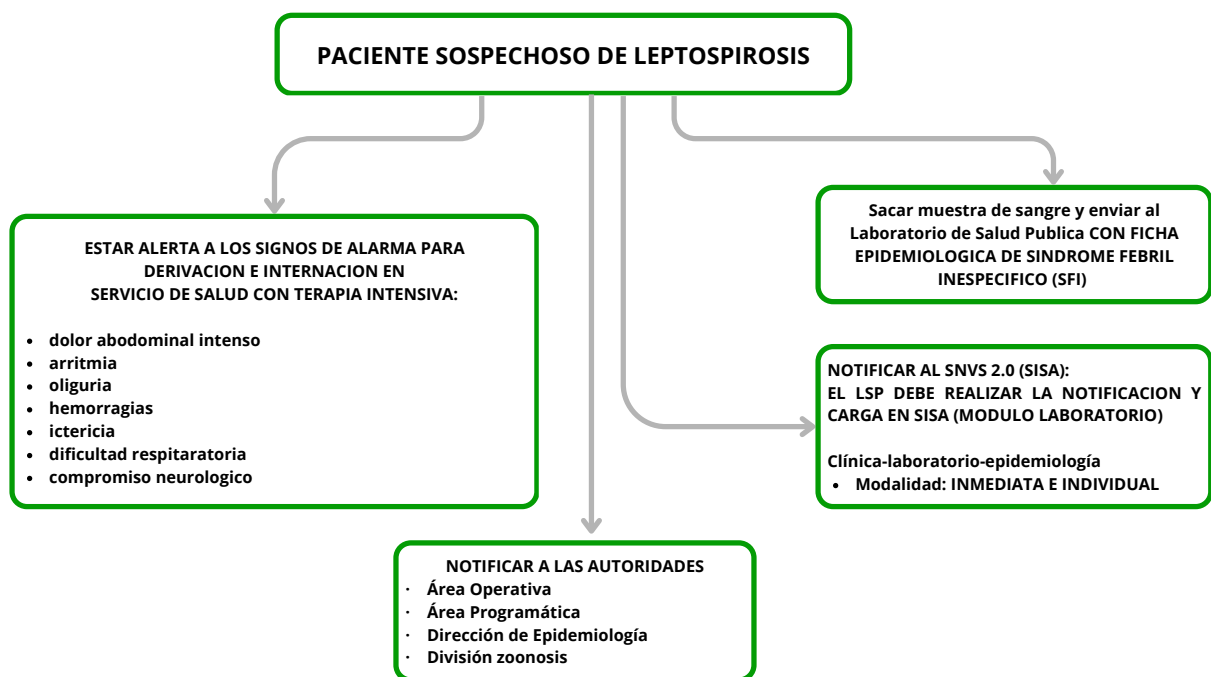
- **DIRECCION EPIDEMIOLOGIA:** 0381 4302228
- **GUARDIA:** 381 6346779/3816346784
- **LSP: LABORATORIO DE DIVISIÓN ZONOSIS**
Bqca. Nérida Ocaranza Tel/Cel: 3814567970
- **ZONOSIS:**
Med. Vet. Sebastián Rivadeneira - Tel/Cel: 3814653414

ALGORITMO: HIDATIDOSIS

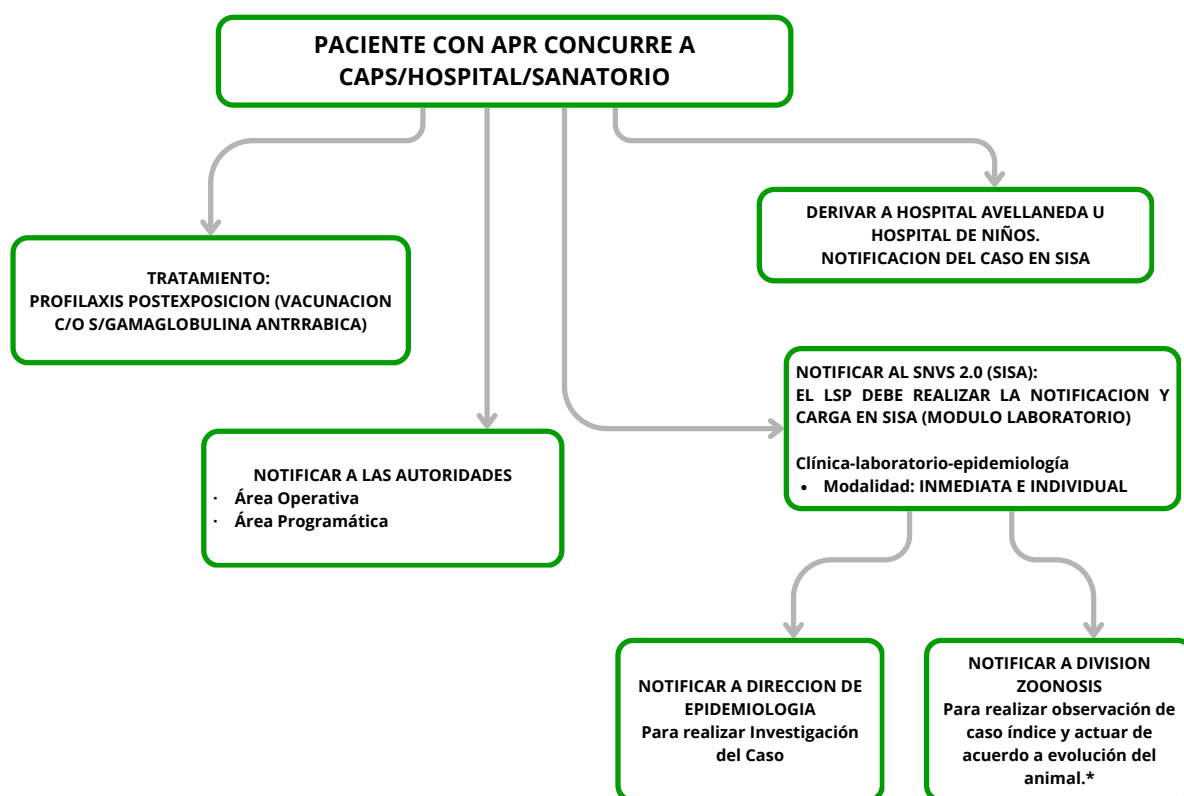
**TELÉFONOS ÚTILES**

- **DIRECCION EPIDEMIOLOGIA:** 0381 4302228
- **GUARDIA:** 381 6346779/3816346784
- **LSP: DIVISIÓN PARASITOLOGIA**
03814526114 Int. 503-504-505
03814526114
- **REFERENTE:** Bqca. Verónica Fernández Zenoff
- **ZOONOSIS:**
Med. Vet. Sebastián Rivadeneira - Tel/Cel: 3814653414

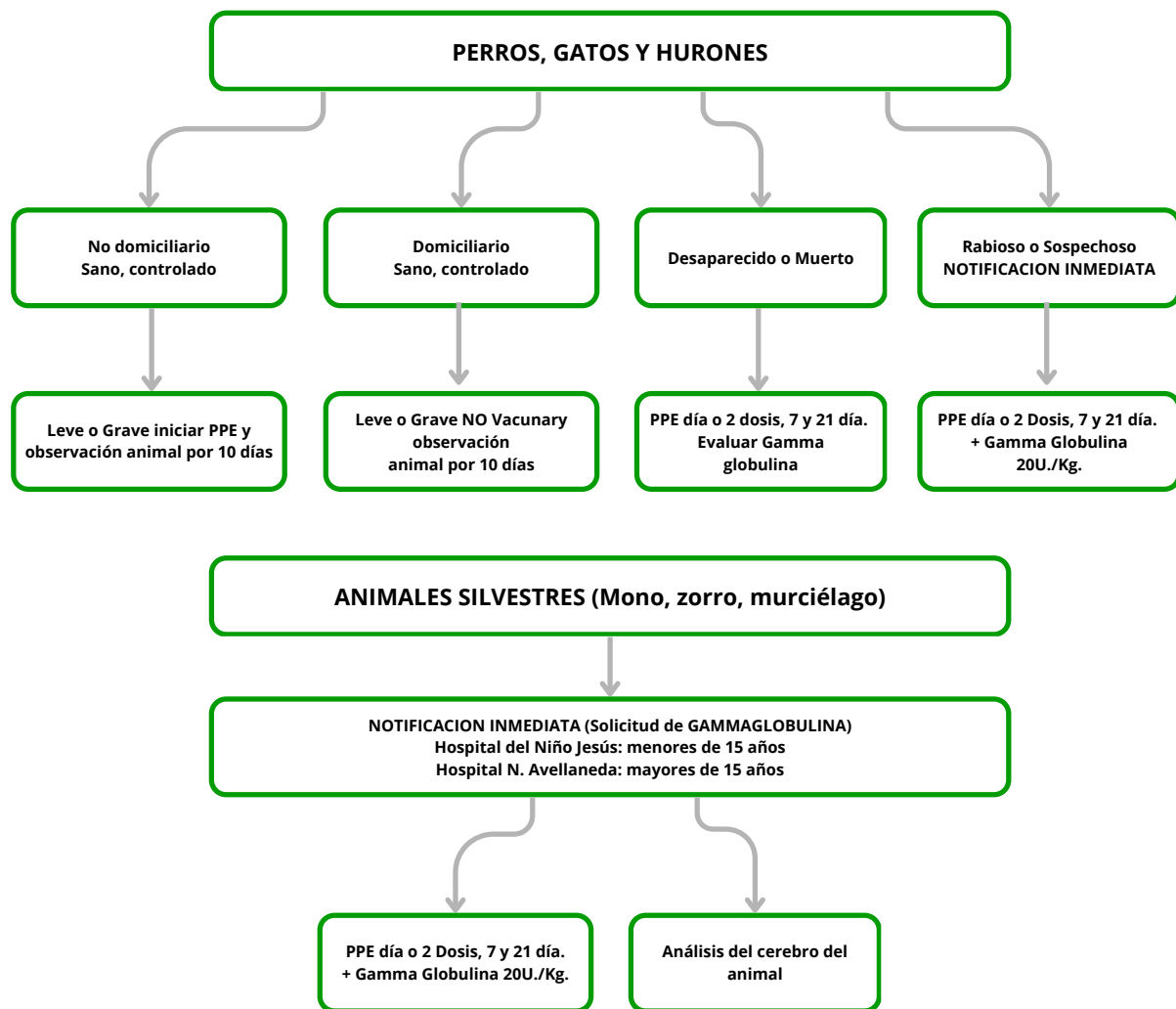
ALGORITMO: LEPTOSPIROSIS

TELÉFONOS ÚTILES

- **DIRECCION EPIDEMIOLOGIA:** 0381 4302228
- **GUARDIA:** 381 6346779/3816346784
- **LABORATORIO DE BACTERIOLOGIA:** 03814526114 INT 503-504-505
Bqca. Daniela Cudmani. Tel.: 381 5167309
Bqco. Guillermo Cabrera. Tel.:381 5453794
- **ZOONOSIS:**
Med. Vet. Sebastián Rivadeneira - Tel/Cel: 3814653414

ALGORITMO: ACCIDENTE POTENCIALMENTE RÁBICO (APR)**TELÉFONOS ÚTILES**

- **DIRECCION EPIDEMIOLOGIA:** 0381 4302228
- **GUARDIA:** 381 6346779/3816346784
- **LABORATORIO DE DIVISIÓN ZONOSIS:**
Bqca. Néida Ocaranza. Tel/Cel: 3814567970
- **ZONOSIS:**
Med. Vet. Sebastián Rivadeneira - Tel/Cel: 3814653414

ALGORITMO: ACCIDENTE POTENCIALMENTE RÁBICO (APR) EN ANIMALES

4

CAPÍTULO 4:

FÁRMACOS DE USO MÁS HABITUAL EN URGENCIAS Y EMERGENCIAS

INTRODUCCIÓN

La importancia de este fragmento del manual radica en contar con la *información más relevante* sobre los **fármacos más utilizados en la clínica diaria**, con el fin de facilitar al equipo de trabajo y la búsqueda de los mismos.

Se empleó el *orden alfabético* para su estructuración, que a la práctica resulta más eficiente. Además, se realizó un *Flujograma del proceso de almacenamiento de medicamentos en depósito de farmacia*, una *lista de verificación de almacenamiento de medicamentos de alto riesgo en quirófano* y *Recomendaciones de mejora*.

A

ACEPROMACINA

Sedante fenotiacínico, bloqueante de receptores dopaminérgicos centrales y α -adrenérgicos periféricos. Provoca depresión del SNC y relajación muscular. Sin efecto analgésico.

POSOLOGÍA: 0.02-0.05 mg/kg IM, EV y 0.5-2.2 mg/kg VO en caninos. 0.05-0.08 mg/kg IM, EV y 0.5-2.2 mg/kg VO en felinos. Efecto máximo a los 30-40 min vía EV, durante 3-4 hs o hasta más de 8 hs.

CONTRAINDICACIONES: En pacientes con hipersensibilidad a la Acepromacina u otras fenotiacinas. Pacientes hipovolémicos, deshidratados o que presenten riesgo de sufrir déficits circulatorios durante la intervención. Miocardiopatía hipertrófica por producir vasodilatación periférica y disminución de la poscarga. Mayor efecto sedante e hipotensor en razas braquicefálicas (Bull dog, Bóxer).

INTERACCIONES: Antiácidos y antidiarreicos reducen la absorción de la Acepromacina administrada VO. Otros depresores del SNC. Epinefrina: empeora la vasodilatación. Organofosforados: se potencia el efecto de la Acepromacina. Propanolol: se incrementan los niveles sanguíneos de ambas drogas.

EFFECTOS ADVERSOS: Vasodilatación periférica y como consecuencia, hipotensión sistémica e hipotermia. Protrusión del pene en caninos. Prolapso de la membrana nictitante.

ÁCIDO FENOXI-2-METIL-2 PROPIÓNICO (Hepagen)

Colagogo, colerético y antiesteatósico. Indicado en indigestiones, intoxicaciones alimenticias, acetonemia,

insuficiencia hepática, inapetencia, meteorismo, coadyuvante en el tratamiento de las parasitosis intestinales. Tratamiento y prevención de hígado graso y cetosis.

POSOLOGÍA: 1 ml por cada 10 kg de peso en caninos. Vía EV, IM o intraperitoneal.

ÁCIDO TRANEXÁMICO

Antifibrinolítico, se utiliza para detener o reducir el sangrado.

POSOLOGÍA: 10-20 mg/kg EV (lento) c/12 hs en caninos.

ADRENALINA

Epinefrina. Catecolamina, agonista adrenérgico. Produce estímulos excitadores en receptores α e inhibidores en β (excepto en miocardio). Inotrópico y cronotrópico. Indicada en shock anafiláctico.

POSOLOGÍA: 0.25-0.5 μ g/kg EV. 0.1-0.5 ml SC o IM.

PRECAUCIONES: En animales de edad avanzada, débiles o hipotensos. Evitar la administración EV continua porque puede causar fibrilación.

INTERACCIONES: Con Atenolol y Propranolol (puede producir arritmias y muerte), con Enalapril (puede aumentar o disminuir la acción farmacológica).

AMIKACINA

Antibiótico aminoglucósido. Indicada para infecciones por Gram – y Gram + (solo stafil y strepto) en aparato respiratorio, urinario, digestivo.

POSOLOGÍA: EV, IM, SC. 10 mg/kg c/12hs o 15-30 mg/kg c/24 hs en caninos. 10-15 mg/kg c/24 hs en felinos.

PRECAUCIONES: Dosis altas o terapia prolongada pueden causar nefrotoxicidad, ototoxicidad y vestibulotoxicidad.

AMINOFILINA

Xantina inhibidora de la fosfodiesterasa, que relaja el músculo liso bronquial y los vasos sanguíneos pulmonares.

POSOLOGÍA: 3.11 mg/kg EV (lento) c/8 hs en caninos.

CONTRAINDICACIONES: En felinos produce vómitos.

EFFECTOS ADVERSOS: A concentraciones elevadas causa excitación y posibles efectos cardíacos.

INTERACCIONES: Con la Cimetidina (disminuye el metabolismo hepático de la Aminofilina, aumentando su toxicidad), con los Corticoides (pueden producir hipernatremia), con el Diazepam (disminuyen los efectos del mismo).

AMIODARONA

Antiarrítmico clase III, prolonga la duración del potencial de acción (bloquea los canales de potasio de la fase 3). Indicado en arritmias supraventriculares y ventriculares.

POSOLOGÍA: 5-10 mg/kg VO, EV c/12 hs.

CONTRAINDICACIONES: Bradiarritmias, alteraciones electrolíticas, preñez, lactancia.

EFFECTOS ADVERSOS: Gastrointestinales, aumento de enzimas hepáticas.

INTERACCIONES: Con múltiples fármacos.

AMLODIPINA

Bloqueante de los canales de Ca^{++} . Indicado en hipertensión en perros y gatos, aunque ha demostrado ser más efectiva en los felinos.

POSOLÓGIA: 0,1- 0,5 mg/kg c/24 hs en caninos. 0,625-1,25 mg/gato.

INTERACCIONES: Con la ciclosporina, rifampina, ketoconazol, itraconazol, y otros antihipertensivos.

AMOXICILINA

Antimicrobiano bactericida derivado de la Penicilina. Indicada en infecciones por Gram + y Gram -. Asociada a Ac clavulánico es efectiva contra algunas cepas penicilina resistentes.

POSOLÓGIA: 10-20 mg/kg, VO, SC, IM c/12 hs. En caninos y felinos.

APOMORFINA

Emético de acción central. Indicado en casos donde se necesita producir emesis como en algunas intoxicaciones.

POSOLÓGIA: 0.1 mg/kg, SC, dosis única, en caninos.

CONTRAINDICACIONES: No se recomienda en felinos.

ATENOLOL

B1 bloqueante cardiselectivo, disminuye actividad cardiaca.

POSOLOGIA: 0,25 a 0,50 mg/kg c/12 hs VO en caninos. 2 mg/kg c/24 hs en felinos.

ATIPAMEZOL

Potente antagonista α -2-adrenérgico por lo que es utilizado para la reversión de los efectos de la Xilacina, Medetomidina y Dexmedetomidina.

POSOLÓGIA: 5 veces la dosis (en ml) empleada de Medetomidina o 10 veces la de Dexmedetomidina

SC, IM en caninos. 2,5 veces la dosis empleada de Medetomidina o 5 veces la de Dexmedetomidina SC, IM en felinos. Efecto máximo a los 5-10min. En caso de intoxicación con Amitraz: 50mcg/kg IM.

CONTRAINDICACIONES: En disfunciones cardio-respiratorias o cardiovascular graves, hepatopatías o enfermedades renales graves, no utilizar con fármacos que actúen directamente sobre el SNC.

EFFECTOS ADVERSOS: Hipotensión en los primeros minutos tras su administración, hiperactividad, temblor muscular, taquicardia, salivación, taquipnea, micción y defecación incontrolada.

ATROPINA

Alcaloide anticolinérgico, bloquea los receptores nicotínicos a nivel ganglionar y en la unión neuromuscular. Atraviesa la barrera hematoencefalica y la placenta.

POSOLÓGIA: 0.01-0.02 mg/kg EV; 0.02-0.04 SC/IM (P/G). Efecto en menos de 5 minutos y permanece durante 30-45 minutos en perros y 15-30 minutos en gatos.

CONTRAINDICACIONES: Pacientes con hipersensibilidad a la Atropina, con patologías cardiacas de alta frecuencia, hipertiroidismo, glaucoma, sinequias entres iris y cristalino, obstrucciones digestivas (estenosis pilóricas), íleo paralitico, gastroparesia.

EFFECTOS ADVERSOS: Alteraciones digestivas (disminución de secreciones, estreñimiento). Alteraciones neurológicas (alucinaciones, ataxia, convulsiones). Cardiovasculares (taquicarda, hipotensión, arritmias, bradicardia inicial a dosis bajas). Oftalmológicas (midriasis, ciclopejías, fotofobia). Retención urinaria.

INTERACCIONES: Aumento del efecto o la toxicidad de la Atropina o sus derivados: Amantadina, otros anticolinérgicos, antihistamínicos, fenotiacinas, Procainamida, antidepresivos tricíclicos, Amitraz. Corticosteroides: pueden aumentar la presión intraocular en tratamientos prolongados. Metoclopramida: se antagonizan.

AZITROMICINA

Muy efectiva contra Gram + y especialmente frente a Mycoplasma.

POSOLÓGIA: 10 mg/kg VO c/24 hs en caninos. 5 mg/kg VO c/24 hs en felinos.

B

BENAZEPRIL

Inhibidor de la ECA. Se utiliza en nefrópatas, no altera valores de uremia.

POSOLOGIA: 0,5 mg/kg c/24 hs en caninos.

ANTAGONISTAS: Bloqueantes y competitivos de los receptores AT1.

BUTORFANOL

Opioide agonista-antagonista, derivado sintético del Benzomorfan. Buen sedante y antitusivo, analgesia muy pobre. analgesia es menor (1hr) a la acción sedante (3.4hs).

POSOLÓGIA: 0,1 - 0,3 mg/kg IM cada 4-6-8 hs. IRC: 0.1-0.4 mg/kg/hs. Epidural: 0.2-0.3 mg/kg. Oral 0.4-0.5 mg/kg c/6-12 hs. EV (lento): actúa en menos de 5 minutos. IM/SC: comienzo de acción rápido (10-15 min) y una duración media (3-4 hs).

CONTRAINDICACIONES: Hipersensibilidad.

INTERACCIONES: Los sedantes (acepromacina, alfa-2 agonistas, benzodiazepinas) pueden verse potenciados.

EFFECTOS ADVERSOS: Sedación excesiva, hiperexcitación o anorexia.

C

CEFALOSPORINAS

Antibióticos β -lactámicos, bactericidas. Indicadas en infecciones por Gram + y Gram -.

POSOLÓGIA: Cefalexina, 10-30 mg/kg, VO, IM c/8-12 hs. Caninos y felinos.
Cefalotina, 10-30 mg/kg, SC, IM, EV, c/6-8 hs. Caninos y felinos.
Ceftiofur, 2.5 mg/kg, IM, c/24 hs. Caninos y felinos.
Cefotaxime: 25-50 mg/kg, IM, EV, c/6-8 hs. Caninos y felinos.

CIMETIDINA

Bloqueante H2. Reduce producción de ácido del estómago.

POSOLOGIA: 5-10 mg/kg VO, IM, EV c/6-8 hs. Felinos: 2.5 mg/kg O c/8 hs.

CONTRAINDICACIONES: No usar vía EV en felinos. EV rápido puede generar arritmias.

INTERACCIONES: No usar en combinación con diazepam, metronidazol, propranolol.

CIPROFLOXACINA

Muy eficaz frente a Gram - y pocos Gram +. En infecciones de piel, urinario y vías respiratorias.

POSOLÓGIA: 5-15 mg/kg VO c/12 hs. 20-25 mg/kg VO, EV c/24 hs.

D

DEXAMETASONA

Corticosteroide. Efectos antiinflamatorios e inmunosupresores 30 veces mayor que los del cortisol.

POSOLÓGIA: Antiinflamatorio: 0,5 mg/kg EV o IM c/12-24 hs en caninos. Shock: 2-4.4 mg/kg EV. 0.12-0.5 mg/kg en felinos.

INTERACCIONES: AINEs (aumentan el riesgo de úlceras o hemorragias GI), Anfotericina B (hipocalcemia grave), antiácidos (disminuyen su absorción), Paracetamol (aumenta la hepatotoxicidad).

EFFECTOS ADVERSOS: Ulceración GI, hepatopatía, diabetes, hiperlipidemia, reducción de las hormonas tiroideas, disminución de la síntesis de proteínas, demora de la cicatrización de las heridas e inmunosupresión.

DEXMEDETOMIDINA

Isómero activo de la Medetomidina. Efectos de sedación, analgesia somática y visceral, y relajación muscular.

POSOLÓGIA: 0.5-3 ug/kg EV (lento), 2-10 ug/kg IM en caninos. 1-5 ug/kg EV (lento), 5-20 ug/kg IM en felinos. Epidural e intraperitoneal. EV (lento): los efectos aparecen a los 2-4 minutos. IM: los efectos aparecen a los 5-15 minutos. IRC: 0.5-1 ug/kg/hs. Epidural: 1-5 ug/kg. Anestesia Local: 0.5-1 ug/ml.

CONTRAINDICACIONES: En enfermedades cardiorespiratorias graves, en pacientes con aumento de la poscarga o disminución del GC, con bradiarritmias o hipertensos. Pacientes en los que este contraindicado el vómito (cuerpo extraño, aumento de la presión intracraneal, aumento de la presión intraocular). Precaución en pacientes con patologías hepáticas o renales y en hembras gestantes o cachorros con edad inferior a 12 semanas.

INTERACCIONES: El uso conjunto con Atropina o Glicopirrolato para prevenir la bradicardia que origina la Dexmedetomidina, origina episodios de hipertensión severa. Aumenta el efecto de otros sedantes y anestésicos. Sinergismo con opiáceos, aumentando su efecto sedante.

EFFECTOS ADVERSOS: Vasoconstricción periférica, bradicardia, arritmias con bloqueos auriculoventriculares, hipertensión inicial, vómitos, aumento de la diuresis, hiperglucemia, hipotermia.

DIAZEPAM

Benzodiacepina. Efecto sedante, ansiolítico, anti-convulsivante y miorrelajante. Estimulante del apetito. Tiene mínimos efectos cardiovasculares. Posee algún efecto depresor del sistema respiratorio. Atraviesa la barrera hematoencefalica.

POSOLÓGIA: Sedación preanestésica: 0.1-0.5 mg/kg EV. Estado epiléptico: 0,5 mg/kg EV; 1 mg/kg intrarrectal. Estimulante del apetito (felinos): 0,2 mg/kg EV. Efecto máximo en 30-120 minutos. Duración del efecto: 3-6 hs.

CONTRAINDICACIONES: Administración IV rápida (cardiotoxicidad). En pacientes con patologías hepáticas. Precaución en pacientes con patología renal, debilitados, gerontes, o con depresión respiratoria severa.

INTERACCIONES: No se recomienda mezclarlo con otras medicaciones. No mantenerlo en jeringas. Puede prolongar o potenciar el efecto de bloqueantes no despolarizantes.

EFFECTOS ADVERSOS: En perros excitación del SNC cuando se administra en pacientes sanos y/o sin otros tranquilizantes. En gatos se ha descrito cambios en el patrón de conducta, como irritabilidad y depresión marcada, e insuficiencia hepática.

DIGOXINA

Glucósido digitálico, ionotrópico positivo. Indicado para insuficiencia con fibrilación atrial.

POSOLÓGIA: 0,0028-0,003 mg/kg VO.

CONTRAINDIACIONES: En fibrilación ventricular, intoxicación por digitálicos, enfermedad pulmonar grave, hipoxia de miocardio, usar con cautela en cardiopatía hipertrófica con obstrucción del tracto de salida.

PRECAUCIONES: La dosis terapéutica es muy estrecha, se debe controlar la digoxonemia, que no debe exceder los 2 ng/ml.

INTERACCIONES: Con múltiples drogas.

EFFECTOS ADVERSOS: Gastrointestinales, arritmias.

DIFENHIDRAMINA

Antihistamínico, bloquea los receptores de Histamina H1.

POSOLÓGÍA: 25-50 mg/perro EV, IM, VO c/8 hs en caninos.

DILTIAZEM

Bloqueante de los canales de Ca⁺. Para el tratamiento de la taquicardia supraventricular, la hipertensión arterial y la cardiomiopatía hipertrófica.

POSOLÓGÍA: Para taquiarritmias supraventriculares: 0,05 mg/kg EV, en 1-2 min. Esta dosis puede repetirse hasta 2 veces cada 5 minutos. No deben superarse los 0,75 mg totales. Dosis oral: 0,5 mg/kg, seguida de 0,25 mg/kg c/1hs hasta la reversión, o hasta dosis totales de 1,5-2 mg/kg.

Para taquicardia ventricular: 1 mg/kg c/8 hs. Hasta un máximo de 4 mg 7kg c/8 hs. Para felinos con cardiopatía hipertrófica y taquiarritmias supraventriculares: 7,5- 15 mg/gato 2 o 3 veces x día.

EFFECTOS ADVERSOS: Bradicardia, vómitos.

INTERACCIONES: Con anestésicos generales, beta-bloqueantes, enzodiacepinas, ciclosporina, cimetidina, ranitidina, cisapride, digoxina, quinidina, rifampina.

DOBUTAMINA

Catecolamina sintética, agonista selectivo de los receptores β -1. Efecto sobre β -2 α -1 a dosis terapéutica. Efecto inotrópico positivo con aumento del gasto cardiaco y disminución de las presiones auriculares de llenado. Puede mejorar la actividad ventricular y aumentar la conducción auriculoventricular. No

produce vasodilatación renal, pero puede aumentar el flujo renal glomerular al aumentar el GC.

POSOLÓGÍA: En infusión continua EV 2-20 ug/kg/min en caninos y 2-15 ug/kg/min en felinos. Efecto máximo a los 10 minutos. Se debe diluir en soluciones salinas, glicosiladas y de ringer lactato.

CONTRAINDICACIONES: Hipersensibilidad al fármaco y cardiopatías hipertróficas. Precaución en pacientes hipovolémicos o deshidratados, con escasa tolerancia a la taquicardia o aumento de la presión arterial, o con taquiarritmias ventriculares o fibrilación atrial.

EFFECTOS ADVERSOS: Arritmias ventriculares.

INTERACCIONES: Betabloqueantes, nitroprusiato, oxcitocina.

DOMPERIDONA

Antiemético.

POSOLÓGÍA: 0.1-0.5 mg/kg, IM c/8 hs; 0.5-1 mg/kg, VO c/8 hs en caninos y felinos. Poco toxico. No atraviesa barrera hematoencefálica.

DOPAMINA

Catecolamina natural, vasopresor. Precursor de la noradrenalina con acción inotrópica positiva sobre el corazón produciendo un aumento del volumen de latido y de volumen minuto cardiaco por la estimulación de los receptores β -adrenérgicos, liberando noradrenalina endógena.

POSOLÓGÍA: En infusión continua EV. Su acción comienza a los 5 minutos y tiene una duración de 10 minutos.

0.5-3 ug/kg/min: Aumento del flujo sanguíneo renal y diuresis, dilatación en el lecho vascular cerebral y coronario, vasoconstricción esplénica.

3-10 ug/kg/min: Aumento del GC y presión arterial, ligero aumento de la frecuencia cardiaca.

A dosis mayores de 10 ug/kg/min: Aumento mayor de la presión arterial, de FC y vasoconstricción renal.

CONTRAINDICACIONES: Pacientes con arritmias ventriculares o taquiarritmias, con feocromocitoma (salvo en crisis hipotensivas durante la cirugía de extracción del tumor). Precaución en animales hipovolémicos o deshidratados. Precaución y monitorización durante el uso combinado con Halotano o Tiopental.

EFFECTOS ADVERSOS: Vómitos, taquicardias, disnea y vasoconstricción con hipertensión.

INTERACCIONES: Bloqueantes α -adrenérgicos y Digitalicos. No mezclar con bicarbonato o cualquier solución alcalina.

DOXAPRAM

Analéptico o estimulante respiratorio. Indicado en pacientes con depresión respiratoria y apnea producidas por anestésicos. *NEONATOS:* en algunos estudios se ha demostrado que puede aumentar el consumo de oxígeno por parte del miocardio y disminuir el flujo sanguíneo cerebral. NO reemplaza el suministro de oxígeno o el soporte ventilatorio artificial durante la anestesia o emergencia.

POSOLOGÍA: EV, sublingual o SC. Efecto a los 2 minutos. 1,1-5 mg/kg EV en caninos y felinos. Se puede repetir cada 15 a 20min. 1-2 mg TOTALES en neonatos, por vena umbilical.

CONTRAINDICACIONES: En pacientes convulsivos, fallo cardíaco, traumatismo craneoencefálico, alteraciones respiratorias secundarias a fallo neuromuscular, hipertiroidismo, obstrucciones de vía aérea, tromboembolismo pulmonar, neumotórax, asma, disnea, hipoxia. Precaución en pacientes con taquiarritmias.

INTERACCIONES: Fármacos que sensibilicen al corazón frente a las catecolaminas. Simpaticomiméticos (aumenta su efecto).

EFFECTOS ADVERSOS: Hipertensión, taquiarritmias, agitación, convulsiones, hiperventilación, alcalosis

respiratoria, aumento del consumo de oxígeno en miocardio y disminución del flujo sanguíneo cerebral.

E

ENALAPRIL

Inhibidor de la ECA. En caninos y felinos con insuficiencia cardíaca congénita, disfunción ventricular y en hipertensión ventricular.

POSOLOGÍA: 0,25 a 0.5 mg/kg c/12-24 hs.

ANTAGONISTAS: Bloqueantes y competitivos de los receptores AT1.

ENROFLOXACINA

Muy eficaz frente a Gram – y pocos Gram +. En infecciones de piel, urinario y vías respiratorias. Se metaboliza en Ciprofloxacina en hígado.

POSOLOGÍA: 2.5-5 mg/kg VO, SC c/12-24 hs. En caninos y felinos.

ETAMSILATO

Hemostático y angioprotector. Disminuye el tiempo de sangrado y aumenta el nivel de fibrinógeno y la adhesión plaquetaria. Amplio margen de seguridad, puede administrarse durante la preñez y lactancia.

POSOLOGÍA: 6,25-12,5 mg/kg EV o IM c/6 hs en caninos y felinos.

F

FENTANILO

Opioide sintético agonista puro, con una potencia analgésica 100 veces mayor a la morfina. Imita

la acción de las endorfinas por unión a los receptores opioides. Atraviesa la barrera hematoencefálica.

INDICACIONES: IM, EV, epidural/intratecal, transdérmica, mucosa oral o nasal. Sedación preanestésica: 5-10 ug/kg EV. Mantenimiento: bolo de 3-10 ug/kg. IRC: 3-10 ug/kg/h.

CONTRAINDICACIONES: Animales con depresión respiratoria previa muy severa, con aumento de la presión intracraneal (deben estar con soporte ventilatorio).

INTERACCIONES: La Acepromacina, los agonistas α -2 y las benzodiacepinas pueden verse potenciados por el uso de Fentanilo. Eritromicina, cimetidina y betabloqueantes pueden aumentar su toxicidad.

EFFECTOS ADVERSOS: Excitación, vocalización y mioclonías en pacientes sanos cuando se administra sin ningún otro sedante. Hiperalgesia por uso prolongado.

FIROCOXIB

Antiinflamatorio no esteroideo (AINE) COX2 selectivo, antipirético y analgésico tanto en cuadros agudos como en crónicos (osteoartrosis, oncológicos), aprobado principalmente para uso en perros, aunque hay algunos estudios sobre su administración en gatos.

POSOLÓGIA: 5 mg/kg VO en caninos y 1-2,5 mg/kg VO en felinos. Niveles plasmáticos efectivos en 1-2 hs.

CONTRAINDICACIONES: Hipersensibilidad al Firocoxib u otros AINES. Patologías digestivas previas, sangrado digestivo o úlceras. Hipovolémicos o hipotensos. Patologías renales, hepáticas o cardíacas. Cachorros menores a 10 semanas.

INTERACCIONES: Evitar su uso con corticosteroides, AINES, Digoxina, Furosemida, Aminoglucósidos, IECAS, Fluconazol.

EFFECTOS ADVERSOS: Vómitos, diarreas, dispepsia, anorexia. Monitorizar siempre estado renal y hepático.

FLUCONAZOL / KETOCONAZOL / ITRACONAZOL

Indicados para micosis en general, profundas y superficiales, incluido *Cándida albicans*.

POSOLÓGIA: Ketoconazol 10 mg/kg VO c/24 hs en caninos y felinos. Itraconazol 5 mg/kg VO c/24 hs en caninos y felinos. Fluconazol 10 mg/kg VO c/24 hs en caninos. 2.5-5 mg/kg VO c/24 hs en felinos.

ADVERTENCIAS: No asociar a otros fármacos porque prolonga la eliminación de estos. Son teratógenos.

FUROSEMIDA

Diurético de asa.

POSOLÓGIA: 2 mg/kg EV, IM, SC, VO c/8-12 hs en caninos. 1-4 mg/kg EV, IM, SC, VO c/8-24 hs en felinos.

PRECAUCIONES: Pérdida de líquidos y electrolitos.

G

GENTAMICINA

Indicada para infecciones por Gram – y Gram + (solo stafilo y strepto) en aparato respiratorio, urinario, digestivo.

POSOLÓGIA: 3-6 mg/kg, SC, IM c/12-24 hs.

CONTRAINDICACIONES: En caninos, evitar en neonatos. Mucha precaución en felinos (vale para toda la familia de aminoglucósidos). Nefrotóxica y ototóxica.

H

HEPATOPROTECTORES

ATONIL: Indicado en intoxicaciones medicamentosas, convalecencias de enfermedades y falta de apetito.

POSOLÓGIA: Vía parenteral IM o EV. En caninos y felinos, 1 ml. cada 10 kg. de peso.

HEPATONE: Indicado en hepatitis, insuficiencia hepática, intoxicaciones por plomo, mercurio, arsénico. Intoxicaciones alimentarias. Cetosis.

POSOLÓGIA: Inyectable. Vía SC, IM, EV. Dosis: Perros y Gatos: 1 ml/10 Kg.

I

ISOFLUORANO

Éter fluorado, anestésico volátil.

Los principales efectos negativos del ISO son una caída del GC por reducción de la contractilidad, la reducción de la resistencia vascular periférica con la caída de las presiones arteriales y la depresión respiratoria.

VÍAS DE ADMINISTRACIÓN: inhalatoria.

USOS CLÍNICOS Y DOSIS: Mantenimiento de la anestesia general, anticonvulsivante, relajante muscular. Las dosis de los anestésicos volátiles se describen a partir de la concentración alveolar mínima (CAM). Esta es la concentración mínima requerida en los alveolos para impedir el movimiento voluntario en el 50% de los sujetos sometidos a un estímulo doloroso intenso.

CONTRAINDICACIONES: No posee toxicidad renal ni hepática.

INTERACCIONES: Animales en tratamiento con IECAS, puede haber hipotensión marcada.

EFFECTOS ADVERSOS: Depresión generalizada y reversible del SNC, ligado a la profundidad de la anestesia. Depresión de la ventilación alveolar que conduce a un aumento en la presión parcial de CO₂. Puede afectar el reflejo vasoconstrictor pulmonar por hipoxia. Depresión cardiovascular dosis dependiente, y de las presiones arteriales. Hipertermia maligna.

IVERMECTINA

Antiparasitario interno y externo. Neurotóxico para los parásitos al potenciar los efectos del GABA.

PRECAUCIONES: La toxicidad puede presentarse en dosis elevadas y en las especies en las cuales la ivermectina atraviesa la barrera hematoencefálica (Collies, Viejo pastor y sus cruas). La toxicidad es neurológica y las manifestaciones comprenden depresión, ataxia, dificultades visuales, coma y muerte. No administrar en animales menores a 6 semanas de edad.

POSOLÓGIA: Profiláctico de dirofilariasis (caninos): 6 µg/kg, VO, cada 30 días.

Terapia ectoparasitaria: 200-300 µg/kg SC, VO.

Endoparásitos: 200-400 µg/kg SC, VO, semanalmente.

Terapia antidemodéctica: 600 µg/kg/día VO por 60-120 días.

K

KETAMINA

Anestésico disociativo de acción corta. Deprime el sistema de proyección tálamo-corticales y activación del sistema límbico. Produce un estado similar al cataléptico, con pérdida de la conciencia, inmovilidad, amnesia y analgesia.

Aumenta el flujo sanguíneo cerebral, la presión intracraneal e intraocular. No deprime la actividad respiratoria salvo administración intravenosa rápida. Produce aumento del tono muscular, de la salivación y secreción broncotraqueales. Se mantienen los reflejos laríngeos y corneales. Midriasis. Mayor efecto analgésico somático que visceral, no recomendable su uso para paliar este último.

POSOLÓGIA: 5-20 mg/kg IM (efecto máximo a los 10 min) o 2-6 mg/kg EV (efecto en 1 min) en caninos y felinos. Duración media: 20 min.

IRC: 0.1-0.5 mg/kg/h como analgésico.

Epidural: 2 mg/kg (puede producir daño histológico en medula y anexos).

CONTRAINDICACIONES: En animales epilépticos o con cuadros de convulsiones, con aumento de la presión intracraneal o intraocular. En enfermedad renal o hepática severa. Hipovolémicos, caquéticos o anémicos. Cesáreas y gestantes. Hipertiroidismo y feocromocitoma. Cardiomiopatía hipertrófica felina.

INTERACCIONES: No mezclar con Diazepam o

barbitúricos en la misma jeringa porque precipitan. Efecto aditivo con los demás anestésicos.

EFFECTOS ADVERSOS: Ataxia, aumento de actividad motora, hiperreflexia, sensibilidad al tacto, movimientos esquivos o violentos por comportamientos alucinatorios. Vómitos, vocalizaciones, convulsiones, temblores y opistótonos. Laringoespamos.

Hepatopatías o insuficiencias hepáticas. No se recomienda en animales menores de 16 semanas.

INTERACCIONES: Bloqueantes de los canales calcio y potasio. Compite con fármacos con alta afinidad a proteínas plasmáticas.

EFFECTOS ADVERSOS: No se han publicado efectos adversos relevantes.

L

LIDOCAÍNA

Anestésico local. También se emplea para el tratamiento agudo de las arritmias cardíacas.

PRECAUCIONES: Dosis elevadas afectan al sistema nervioso central produciendo tremores, sacudidas espasmóticas y convulsiones. Puede producir arritmias cardíacas. Los felinos son más susceptibles a los efectos adversos.

POSOLÓGIA: Antiarrítmico (caninos); 2-4 mg/kg EV (hasta una dosis máxima de 8 mg/kg durante un período de 10 minutos). Felinos: 0,25-0,75 mg/kg EV lento.

MELOXICAM

AINE derivado del ácido enólico con actividad COX2 preferencial, indicado para uso en tratamiento de dolor agudo y crónico en perros y gatos. Antiinflamatorio, antipirético y analgésico tanto en cuadros agudos como crónicos.

POSOLÓGIA: 0,2 mg/kg dosis ataque y luego 0.1 mg/kg VO, SC o EV cada 24hs. Dosis renal: 0,05 mg/kg.

CONTRAINDICACIONES: Hipersensibilidad al Meloxicam u otros AINES. Patologías digestivas previas, sangrado digestivo o úlceras. Valorar estado volémico y presión arterial sistémica. Precaución en pacientes con patologías cardíacas, renales o hepáticas.

INTERACCIONES: Evitar combinar con otros AINES o Corticosteroides, Digoxina, Furosemida, Aminoglicosidos, IECAS o Fluconazol.

EFFECTOS ADVERSOS: Vómitos, diarrea, dispepsia, anorexia.

En tratamientos prolongados es conveniente monitorizar la función renal y hepática.

M

MAROPITANT

Antiemético, antagonista del receptor neuroquinina 1(NK1).

Inhibe la unión del neuropéptido Sustancia P, principal neurotransmisor implicado en el desencadenamiento del vómito. No es eficaz en la prevención del vómito provocado por el mareo en el viaje, ni del reflujo gastroesofágico. Tiene cierto efecto analgésico para el dolor visceral.

POSOLÓGIA: 1mg/kg c/24 hs EV o SC.

CONTRAINDICACIONES: Pacientes con problemas cardíacos.

METAMIZOL (DIPIRONA)

Pirazolona, analgésico, antipirético y antiespasmódico.

POSOLÓGIA: 25-35 mg/kg c/8-12hs en caninos y 12-18 mg/kg c/12 hs en felinos. EV, VO o IM.

Se puede utilizar en combinación con AINES y corticoides para manejo de dolor visceral.

CONTRAINDICACIONES: Hipersensibilidad al Metamizol o AINES. Alteraciones hemáticas, hepáticas o renales.

INTERACCIONES: Cistostáticos o antimetabólicos.

EFFECTOS ADVERSOS: Es escasa la información en MV.

METOCLOPRAMIDA

Procinético/antiemético central y periférico.

POSOLÓGIA: 0.25-0.5 mg/kg, VO/SC c/8 hs en caninos y felinos. 0.02 mg/kg/hr EV fleboclisis.

INTERACCIONES: No asociar con parasimpaticolíticos. Dosis altas o EV rápido pueden dar signos extrapiramidales.

METRONIDAZOL

Para Gram + y – anaerobias estrictas. Giardias, Trichomonas, Clostridium.

POSOLÓGIA: 15-30 mg/kg VO, EV (lento) c/12 hs en caninos. 10-25 mg/kg VO en felinos.

CONTRAINDICACIONES: Teratógeno y cancerígeno. No indicado en gestantes.

MIDAZOLAM

Benzodiazepina que produce sedación, hipnosis y relajación muscular al mismo tiempo que ejerce una actividad anticonvulsiva. Tiene escasos efectos sobre el sistema cardiovascular y respiratorio.

POSOLÓGIA: 0.1-1 mg/kg IM, EV, IN o IR en caninos y felinos.

CONTRAINDICACIONES: Enfermedades hepáticas.

INTERACCIONES: Reduce las necesidades de los anestésicos generales.

EFFECTOS ADVERSOS: Ligera excitación o disforia en lugar de sedación, en animales jóvenes y sanos, si no se combina con otro sedante más potente.

MORFINA

Analgésico alcaloide fenantreno derivado del opio. Tiene acciones conjuntas de excitación y depresión de SNC, además provoca liberación de histamina. Agonista puro de los receptores opioides de la membrana celular, actuando sobre receptores μ , δ y κ . Atraviesa la barrera hematoencefálica provocando también cierto grado de sedación.

POSOLÓGIA: 0,1-0.4 mg/kg SC, IM, IA, VO, EV (lenta porque puede haber liberación de histamina).

Latencia: 20-30 min. Duración: 3-4 hs.

Epidural: analgesia de 18 – 24 hs.

CONTRAINDICACIONES: Insuficiencia hepática severa, insuficiencia renal, depresión respiratoria, aumento de la PIC (soporte ventilatorio). Cuando este contraindicado el vómito (CE, PIC o PIO).

INTERACCIONES: Reduce las necesidades de los anestésicos generales.

EFFECTOS ADVERSOS: Vómitos, excitación en gatos a dosis altas, liberación de histamina por vía EV rápida. Retención urinaria utilizando epidural. Salivación en periodo posoperatorio. Depresión respiratoria y bradicardia.

O

OMEPRAZOL

Inhibidor de bomba H⁺.

POSOLÓGIA: 0.5-1 mg/kg c/24 hs. Solo en caninos.

ONDASETRON

Antiemético, antagonista 5HT3 exclusivo. Se puede usar solo o combinado con corticoides.

POSOLÓGIA: 0.1-0.2 mg/kg, VO c/12-24 hs. Elevado índice terapéutico.

P

PENICILINAS

Indicadas en infecciones por Gram + (stafilos, streptos, clostridium).

POSOLÓGIA: 10-30000 UI/kg. *G sódica*: SC, IM, EV (lenta) c/6-8 hs. *Procaínica*: SC, IM c/12-24 hs. *Benzatínica*: IM c/48-72 hs. En caninos y felinos.

PIMOBENDAN

Inotrópico +. Inhibidor de fosfodiesterasa 3. Inodilatador.

POSOLOGIA: 0,25 a 0,5 mg/kg c/12 hs VO en ayunas.

PREDNISOLONA

Antiinflamatorio glucocorticoide. 4 veces más potente que el cortisol.

POSOLÓGIA: Antiinflamatorio: 0,5-1 mg/kg EV, IM, VO cada 12-24 hs inicialmente, luego reducir en forma gradual hasta cada 48 hs.

Inmunosupresora: 2,2-6,6 mg/kg/día EV, IM, VO, inicialmente. Luego reducir en forma gradual hasta 2-4 mg/kg cada 48 hs.

PROPOFOL

Alquilfenol, anestésico hipnótico depresor del SNC, de

acción ultracorta y de inicio rápido. Potente miorrelajante y buen anticonvulsivante. NO PRODUCE ANALGESIA. No altera la función renal ni hepática. Disminuye el flujo sanguíneo cerebral, PIC y PIO.

POSOLÓGIA: 1-10mg/kg EV.

CONTRAINDICACIONES: Pacientes con enfermedad cardíaca avanzada. Insuficiencia respiratoria aguda. Pancreatitis.

INTERACCIONES: Se puede combinar con la mayoría de fármacos para anestesia general, reduciendo las dosis necesarias.

EFFECTOS ADVERSOS: Temblores musculares, convulsiones y movimientos de pedaleo en caninos. Lipidosis y aumento de transaminasas hepáticas en IRC por periodos prolongados en caninos con problemas hepáticos o endocrinos. Ocasiona hipotensión y ligera bradicardia. Gran depresor respiratorio, con apneas y descenso del volumen tidal. Oxidación de glóbulos rojos en felinos si se administra en IRC prolongadas.

R

RANITIDINA

Bloqueante H2. Reduce producción de ácido del estómago.

POSOLÓGIA: 1-2 mg/kg VO, EV c/12 hs en caninos. Felinos: 3 mg/kg VO c/12 hs.

REMIFENTANILO

Opioide agonista puro sintético, 15 veces más potente que el Fentanilo. Analgesia de duración limitada y sedación. Alta afinidad por receptores μ y baja por κ . Carece de efecto acumulativo.

POSOLÓGIA: 0.1-1 ug/kg/min EV (exclusiva).

CONTRAINDICACIONES: Depresión respiratoria, aumento de la PIC.

INTERACCIONES: Reduce las necesidades anestésicas generales. Los sedantes se ven potenciados con la combinación al remifentanilo.

EFFECTOS ADVERSOS: Excitación si no se combina con otro sedante. Hiperalgesia a dosis altas o IRC prolongadas. Depresión respiratoria, rigidez muscular, vómitos, prurito por alergia.

S

SILDENAFIL

Vasodilatador pulmonar. Inhibidor de fosfodiesterasa tipo 5 (PDE5). Indicado para hipertensión pulmonar.

POSOLOGÍA: 1 mg/kg c/12 hs en caninos. 0,5 a 1 mg/kg c/12 hs en felinos.

SUCRALFATO

Citoprotector gastrointestinal.

POSOLOGÍA: 0.5-1 g total, VO c/12 hs en caninos. Felinos: 0.25 g total, VO c/12 hs.

INTERACCIONES: Lejos de las comidas y de otros fármacos que aumenten el pH gástrico.

SULFA TRIMETOPRIM

Para Gram + y – con muy buena actividad para Toxoplasma y Coccidios.

POSOLOGÍA: 15-50 mg/kg VO, IM, EV (lento) c/12-24 hs, en caninos y felinos.

ADVERTENCIAS: La toxicidad está dada por la Sulfadiazina/Sulfametoxazol y son de tipo renal (cristaluria, hematuria). No dar por tiempo prolongado.

T

TETRACICLINAS

Grupo de mayor espectro antibacteriano. Gram + y –, aerobias y anaerobias.

POSOLOGÍA: Oxitetraciclina, 20 mg/kg VO c/8-12 hs o 7-10 mg/kg SC, IM, EV c/12 hs. En caninos y felinos. Doxiciclina, 5-10 mg/kg VO c/12-24 hs. En caninos y felinos.

CONTRAINDICACIONES: Las presentaciones de depósito no deben administrarse en pequeños animales. Se deposita en huesos y dientes (altera el esmalte). No asociar a otra droga nefrotóxica. No dar con alimentos lácteos.

TOBRAMICINA

Antibiótico aminoglucósido.

POSOLOGÍA: 2-4 mg/kg EV, IM, SC, cada 8 hs.

TORASEMIDA

Diurético de asa. Para el tratamiento de edema y efusión, relacionados con la insuficiencia cardíaca congestiva canina (ICC).

POSOLOGÍA: 0,2 mg/kg (1 gota por kg de peso). En casos moderados a graves: 0,4 mg/kg.

CONTRAINDICACIONES: Pacientes con hipersensibilidad a la Torasemida, insuficiencia renal, deshidratación, hipovolemia, hipotensión arterial. No utilizar con otros diuréticos de asa.

EFFECTOS COLATERALES: Pueden aumentar los valores de los parámetros sanguíneos renales. Polidipsia. Poliuria. Hemoconcentración. Insuficiencia renal. Deshidratación (en tratamientos prolongados). Deficiencia de electrolitos. Trastornos gastrointestinales.

RESTRICCIONES DE USO: Solo se recomienda su uso durante la gestación y la lactancia si el beneficio terapéutico supera el riesgo potencial.

TRAMADOL

Opioide agonista puro, análogo sintético de la codeína. Actúa sobre receptores μ del SNC. Analgesia visceral potente y somática aceptable. INSUFICIENTE como único aporte analgésico (más aun en caninos).

POSOLÓGIA: 2-4 mg/kg SC, IM, Epidural, VO o EV (lenta).

CONTRAINDICACIONES: Insuficiencias hepática o renal severas.

INTERACCIONES: Reduce las necesidades anestésicas generales. Potencia el efecto de los sedantes.

EFFECTOS ADVERSOS: Sedación severa, disforia y desorientación. Vómitos, constipación, diarrea o anorexia.

TRIAMCINOLONA

Antinflamatorio glucocorticoide de depósito.

POSOLÓGIA: 0,1-0,2 mg/kg IM, SC, repetir en 7 a 10 días.

Intralesional: 1,2-1,8 mg (o 1mg por cada cm de diámetro del tumor) cada 2 semanas.

V

VITAMINA K

Usada en el tratamiento de coagulopatías ocasionadas por intoxicación con anticoagulantes (warfarina u otros raticidas).

POSOLÓGIA: Raticidas de acción corta: 1 mg/kg/día, IM, SC, VO durante 10-14 días.

Raticidas de acción prolongada: 2,5-5 mg/kg/día IM, SC, VO durante 3 a 4 semanas.

X

XILACINA

Agonista α -2, sedante, analgésico y miorrelajante. Reversores: Yohimbina o Atipamezol.

Sedación y ansiolisis, sistema cardiovascular, sistema digestivo (disminución de la motilidad y secreción), sistema endocrino (inhibición en la liberación de insulina), relación muscular y como analgésico (somático y visceral).

A nivel cardiovascular: Tras su administración se produce una fase inicial de vasoconstricción periférica, aumento de las resistencias vasculares, elevación de la presión arterial y disminución de la frecuencia cardíaca compensatoria.

Produce aumento de la producción de orina por reducción de la liberación de ADH.

POSOLÓGIA: 1.1 mg/kg EV o 2.2 mg/kg IM en caninos. 1.1mg/kg IM en felinos. Inducción del vomito: 0.4-0.5mg/kg EV.

CONTRAINDICACIONES: Pacientes con patologías cardiovasculares graves, con aumento de la poscarga o disminución del GC, bradiarritmias o hipertensos. Cuando está contraindicado el vómito (CE). Precaución en pacientes con insuficiencias renal o hepática. Hembras gestantes o cachorros menores de 12 semanas.

INTERACCIONES: No utilizar con atropina en conjunto al momento de un episodio de bradicardia causado por los α 2-adrenérgicos. Aumenta el efecto de otros sedantes y analgésicos. Efecto sinérgico con opiáceos.

EFFECTOS ADVERSOS: Vasoconstricción periférica, bradicardia, arritmias con bloqueos AV, hipertensión inicial, vómitos, aumento de la diuresis, hipotermia.

Y

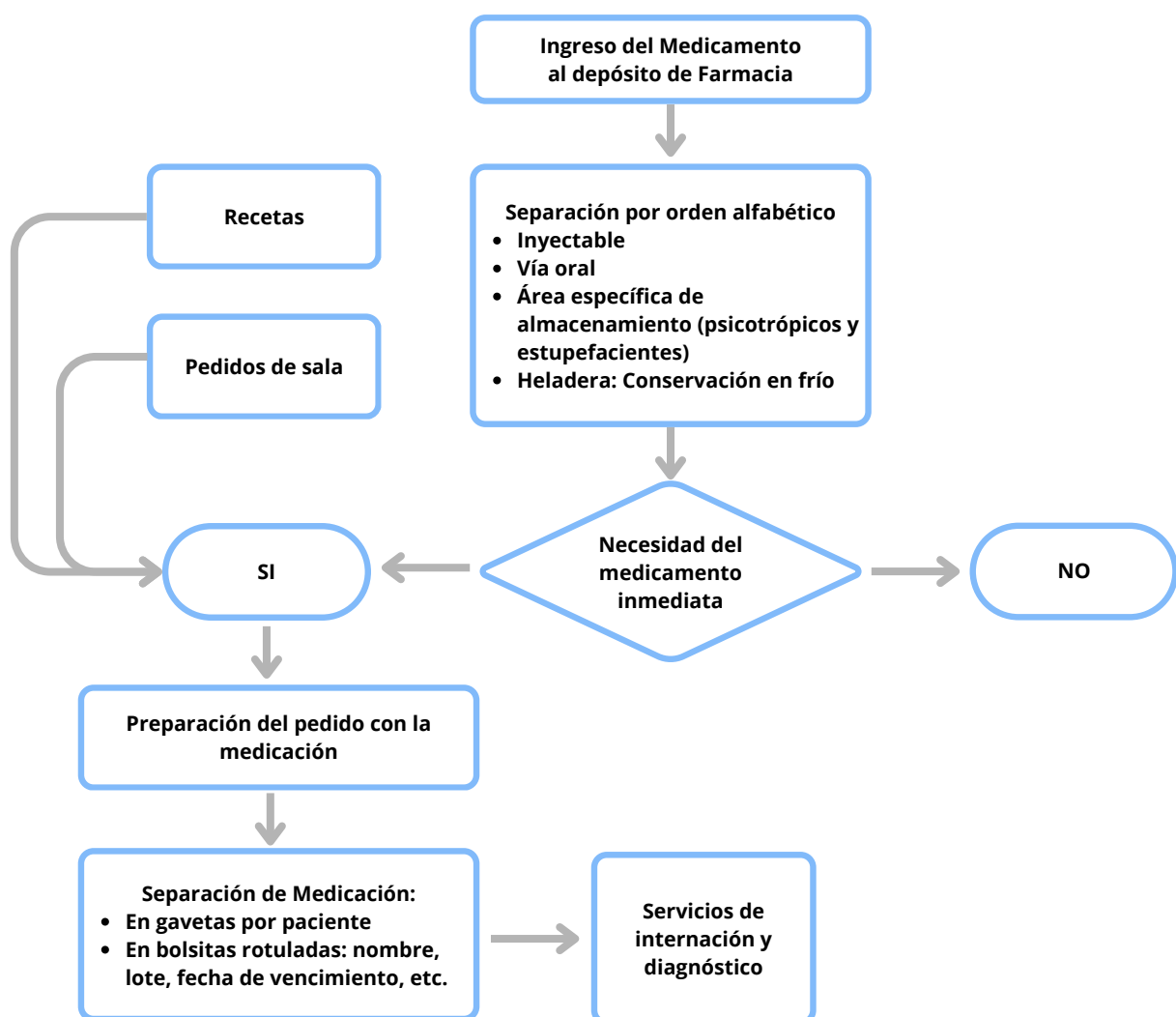
YOHIMBINA

Antagonista α 2-adrenérgico. Reversor de la xilacina o detomidina.

PRECAUCIONES: Dosis elevadas pueden ocasionar temores y convulsiones.

POSOLÓGIA: 0,11 mg/kg EV, 0,25-0,5 mg/kg SC, IM.

FLUJOGRAMA DEL PROCESO DE ALMACENAMIENTO DE MEDICAMENTOS EN DEPÓSITO DE FARMACIA





LISTA DE VERIFICACIÓN DE ALMACENAMIENTO DE MEDICAMENTOS DE ALTO RIESGO EN QUIRÓFANO

Almacenamiento de Medicamentos de Alto Riesgo	SI	NO
1) ¿Se registran los medicamentos ingresados?		
2) ¿Se encuentran correctamente Identificados? • Nombre del medicamento • Número de lote • Fecha de caducidad		
3) Se controla periódicamente la fecha de caducidad de los mismos?		
4) Se encuentran los medicamentos en resguardo de acuerdo a la política del Hospital?		
5) Se almacena en heladera medicamentos que requieren conservación en frío?		
6) ¿Se registra el medicamento administrado al paciente? • Nombre del medicamento • Fecha Caducidad • Nombre Paciente • Nombre del Tutor • Nombre del MV Tratante		
7) ¿El acceso al área de almacenamiento se encuentra restringido al personal que se desempeña en el mismo?		



PLAN DE MEJORA PARA ALMACENAMIENTO DE MEDICAMENTOS

- Estandarizar el procedimiento de almacenamiento de medicamentos en el depósito de farmacia mediante la realización de protocolos.
- Asignar un área específica en el depósito de farmacia para almacenar los medicamentos de alto riesgo aplicando las buenas prácticas de almacenamiento (BPA).
- Almacenar los electrolitos concentrados debidamente identificados con etiquetas que digan Medicina de Alto Riesgo asignando un color a cada ampolla y a cada contenedor donde se ubiquen cada tipo de electrolito.

PLAN DE MEJORA PARA ALMACENAMIENTO DE MEDICAMENTOS DE ALTO RIESGO EN QUIROFANO

- Elaborar un listado con los medicamentos de alto riesgo clasificados por grupos terapéuticos y difundirlo entre todos los profesionales del hospital.
- Estandarizar el procedimiento de almacenamiento de medicamentos de alto riesgo a través de un protocolo.
- Implementar etiquetas que digan Medicina de Alto Riesgo.
- Asignar un color a cada ampolla y a cada contenedor donde se ubiquen cada tipo de electrolito.
- Implementar el sistema de monitoreo sobre el resguardo, etiquetado y clasificado de los electrolitos concentrados, según la normativa.

- Abraham, M. del V. (2015). *Procesos de atención de enfermería en emergencias y urgencias: Guía práctica de intervenciones*. SIPROSA.
- Albertus, J. C. C. (2017). *Oncología veterinaria. Manuales clínicos por especialidades*.
- Álvarez, E., Larriéu, E., Cavagión, L., & García Cachau, M. (2000). *La salud y seguridad laboral del veterinario. En Epidemiología y Salud Pública. Anuario 2000*. Facultad de Ciencias Veterinarias, Universidad Nacional de La Pampa. https://repo.unlpam.edu.ar/bitstream/handle/unlpam/5669/n2000a15alvarez_c.pdf?sequence=1&isAllowed=y
- Asfahl, C. R., & Rieske, D. W. (2010). *Seguridad industrial y la administración de la salud* (6ª ed.). Pearson Educación. ISBN: 978-07-442-939-8
- Barajas Sierra, V. R. (2019). *Manual de procedimientos de manejo y diagnóstico del área de imagenología (ecografía, endoscopia y radiografía) en pequeños animales de la clínica veterinaria Vetermédicas* [Tesis de grado, Universidad Cooperativa de Colombia, Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia].
- Colegio de Médicos Veterinarios de la Provincia de Santa Fe. (2012). *Manual de buenas prácticas médicas veterinarias*. <http://www.colveterinariosfe.com.ar/Animales%20de%20C%C3%ACa/Manual%20Buenas%20Pr%C3%A1cticas%20.pdf>
- Confederación Empresarial Veterinaria Española (CEVE). (2019). *Manual de riesgos laborales para centros sanitarios veterinarios*. <https://www.colvema.org/pdf/CEVEriesgoslaborales.pdf>
- Corti, A., & Santana, M. (2007). *Bioseguridad*. En Manual de Enfermería II. Educación Continua Hospitalaria (pp. 13–31). Tucumán.
- Cowell, R. L., Tyler, R. D., Meinkoth, J. H., & DeNicola, D. B. (2007). *Diagnostic cytology and hematology of the dog and cat*. Mosby.
- Creus, A., & Mangosio, J. (2011). *Seguridad e higiene en el trabajo: Un enfoque integral* (1ª ed.). Alfaomega Grupo Editor Argentino. ISBN: 978-987-1609-19-2
- de Merlo, E. M. M. (2015). *Manual práctico de oncología en pequeños animales*.
- Díaz Romero, V. E. (2007). *Hablemos de salud ocupacional en veterinaria*. Universidad Nacional Mayor de San Marcos. https://www.produccion-animal.com.ar/temas_varios_veterinaria/01-salud_ocupacional.pdf

- Durán Gómez, O. F. (2018). *Elaboración de protocolos operativos estandarizados del área de imagenología considerando formatos de protección, recepción, valoración y emisión de resultados clínicos en la clínica veterinaria Ocaña* [Tesis de grado, Universidad Cooperativa de Colombia, Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia].
- Freuler, C., Monticelli, A., & Marino, R. (2010). *III Consenso Argentino de TARV. Capítulo 9: Profilaxis post-exposición ocupacional y no ocupacional*. Sociedad Argentina de Infectología (SADI). www.sadi.org.ar
- Gibbins, J. D., & MacMahon, K. L. (2022a). *Descripción general de la seguridad y salud ocupacional en medicina veterinaria*. Manual MSD. <https://www.msdsvetmanual.com/es/salud-p%C3%BAblica/seguridad-y-salud-ocupacional/descripci%C3%B3n-general-de-la-seguridad-y-salud-ocupacional-en-medicina-veterinaria>
- Gibbins, J. D., & MacMahon, K. L. (2022b). *Riesgos laborales seleccionados en medicina veterinaria y estrategias de minimización*. Manual MSD. <https://www.msdsvetmanual.com/es/salud-p%C3%BAblica/seguridad-y-salud-ocupacional/riesgos-laborales-seleccionados-en-medicina-veterinaria-y-estrategias-de-minimizaci%C3%B3n>
- Gibbins, J. D., & MacMahon, K. L. (2022c). *Riesgos relacionados con enfermedades ambientales e infecciosas en medicina veterinaria*. Manual MSD. <https://www.msdsvetmanual.com/es/salud-p%C3%BAblica/seguridad-y-salud-ocupacional/riesgos-relacionados-con-enfermedades-ambientales-e-infecciosas-en-medicina-veterinaria>
- González, P. (2021). *Electrocardiograma en perro: Hallazgos más importantes*.
- Cátedra de Patología General. *Guía de trabajo práctico de necropsia*. (s. f.). FAZyV - UNT
- Hospital Garrahan. (2016). *La importancia de los 5 momentos del lavado de manos para evitar infecciones*. <http://www.garrahan.gov.ar/noticias-octubre-2016/octubre/la-importancia-de-los-5-momentos-del-lavado-de-manos-para-evitar-infecciones>
- Huertas, P. S., Tarabla, P. A., Pedrosa, F., & Tarabla, H. D. (2023). *Seguridad, higiene ocupacional y disposición de insumos veterinarios en clínicas de pequeños animales del Área Metropolitana de Buenos Aires*. Ab Intus, 6(12). http://www.ayv.unrc.edu.ar/ojs/index.php/Ab_Intus/article/view/125
- Kipar, A., Aleksandersen, M., Benazzi, C., & Suter, M. (2007). *The European College of Veterinary Pathologists (ECVP): The professional body for European veterinary pathologists*. Journal of Veterinary Medical Education, 34(4), 473–477.

- Mouly, J. (2023). *Emergencias y cuidados críticos en pequeños animales* (2ª ed.).
- Organización Mundial de la Salud (OMS). (2018). *Salve vidas: Límpiense las manos*. http://www.who.int/gpsc/tools/Five_moments/es/
- Ortega, F. J. R. (2007). *Modelos didácticos para la enseñanza de las ciencias naturales*. Revista Latinoamericana de Estudios Educativos (Colombia), 3(2), 41–60.
- Pastor, J., Del Castillo, N., & Ruano, R. (2022). *Oncología de pequeños animales a través de casos clínicos*.
- Raskin, R. E., & Meyer, D. J. (2015). *Canine and feline cytology: A color atlas and interpretation guide*. Elsevier Health Sciences.
- Secretaría de Atención Sanitaria. (2000). *Resolución 18/2000: Modificación de las normas de notificación y atención de accidente laboral del personal de la salud con riesgo de infección por patógenos sanguíneos*. Boletín Oficial, 29404, 23/5/2000. www.adeci.org.ar
- Secretaría de Salud. (s. f.). *Resolución N° 1703: Recomendaciones para la profilaxis post-exposición de accidentes laborales y no laborales*. www.codeinep.org.ar
- Torrente, C., & Bosch, L. (2012). *Medicina de urgencia en pequeños animales (Tomo I)*.
- Universidad de Murcia. (s. f.). *Seguridad en el entorno de la Facultad de Veterinaria: La prevención como herramienta básica. Curso 0*. <https://www.um.es/documents/14554/3773924/SeguridadCurso0.pdf/9197a9b2-3bbd-42bb-bfbf-8ff64c9dbd9a>
- Universidad Nacional del Litoral. (2007). *Manual de procedimientos de higiene y seguridad laboral para el hospital de salud animal*. <https://www.youtube.com/watch?v=6U3KO3k6Tw8>
- Wheeler, J. T. (1997–2000). *Fundamentos de semiología veterinaria*. Universidad Nacional de Río Cuarto.



UNIVERSIDAD
NACIONAL
DE TUCUMÁN



Facultad de **Agronomía,**
Zootecnia y Veterinaria
UNT

ISBN 978-987-754-414-5



9 789877 544145