

71  
24.



**INVESTIGACION EN CIRUGIA EXPERIMENTAL  
INFORME DE SERVICIO SOCIAL PREMIADO CON LA  
MEDALLA GUSTAVO BAZ PRADA EN EL  
XI CONCURSO DE SERVICIO SOCIAL  
MULTIDISCIPLINARIO**

**TESIS PRESENTADA ANTE LA  
DIVISION DE ESTUDIOS PROFESIONALES DE LA  
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA  
DE LA**

**UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA DE MEXICO  
PARA LA OBTENCION DEL TITULO DE  
MEDICO VETERINARIO ZOOTECNISTA**

**P O R**

**JOSE MANUEL REYES FLORES**

**ASESORES:**

**MVZ. JUAN RAUL OLMOS ZUÑIGA  
DR. PATRICIO SANTILLAN DOHERTY  
MVZ. ALFREDO CORTES ARCOS**



**MEXICO, D.F.**

**1997**

**TESIS CON  
FALLA DE ORIGEN**



Universidad Nacional  
Autónoma de México



**UNAM – Dirección General de Bibliotecas**  
**Tesis Digitales**  
**Restricciones de uso**

**DERECHOS RESERVADOS ©**  
**PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL**

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

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

**DEDICO ESTE TRABAJO**

**A MIS PADRES**

**LETICIA Y CARLOS**

**Por darme la vida como fruto de su amor y por guiarme siempre por el camino correcto.**

**Este trabajo es para ustedes.**

**GRACIAS.**

**A MIS HERMANAS**

**RUBI Y MAYRA**

**Es mi deseo verlas triunfar, nunca claudiquen.**

**A MI ESPOSA**

**GEMA**

**Precisamente eso es lo que eres, una piedra preciosa, que tuve la suerte de encontrar en mi camino, gracias por todo tu apoyo, comprensión, cariño y sobretodo**

**GRACIAS POR ESTAR CONMIGO.**

**A TODOS LOS ANIMALES**

**Que diariamente son utilizados en aras del avance científico de la Humanidad.**

**AGRADEZCO ESPECIALMENTE**

**A DIOS**

Por darme licencia de llegar a este momento, por el privilegio de ser hijo de dos personas que valen su peso en oro, por darme una pareja y por darme la familia y amigos que orgullosamente poseo.

**A MI GRAN Y QUERIDO AMIGO VICTOR**

Te agradezco infinitamente toda tu ayuda, ya que sin ti este trabajo no hubiese sido posible, pero agradezco mucho más el que me hayas brindado tu amistad sincera.

GRACIAS AMIGO.

**A RAUL**

Te agradezco todo el tiempo que pasamos juntos elaborando este trabajo, sin tu apoyo este trabajo aún sería un proyecto inconcluso.

Gracias por tu amistad.

**AL PERSONAL DEL DEPTO. DE CIRUGIA EXPERIMENTAL**

Los doctores Patricio Santillán, Rogelio Jasso, José Luis Arreola, Beatriz Vanda, Graciela Espinosa y la QFB. Avelina Sotres. Les agradezco el haberme dado la oportunidad de conocerlos y de colaborar con ustedes.

**AL PERSONAL DEL BIOTERIO**

Jorge, Felipe, Max, Edmundo, Arturo, Antonio y Alfredo. Sin su ayuda no hubiera logrado esto.

**A LOS DISTINGUIDOS MIEMBROS DEL JURADO**

Los Doctores: Alfonso Baños, Graciela Tapia, Sara Caballero, Alfredo Cortés y Beatriz Vanda.

## CONTENIDO

	<u>Página</u>
RESUMEN	1
INTRODUCCION	2
JUSTIFICACION	5
OBJETIVOS	6
ACTIVIDADES ASIGNADAS AL PASANTE DENTRO DEL BIOTERIO	7
I.- MANEJO DE LAS DIVERSAS AREAS DEL BIOTERIO	8
METODOLOGIA	8
MANEJO DE LOS ANIMALES	9
PERROS	9
Cuarentena y adaptación	9
Alojamiento	10
Limpieza y desinfección	11
Alimentación	11
Medicina preventiva	11
Manejo	12
Eutanasia	13
CONEJOS	14
Cuarentena y adaptación	14
Alojamiento	14
Limpieza y desinfección	15

Alimentación	15
Medicina preventiva	15
Manejo	16
Toma de muestras	16
Eutanasia	17
<b>RATAS</b>	<b>18</b>
Cuarentena y adaptación	18
Alojamiento	18
Limpieza y cambiado	19
Alimentación	19
Medicina preventiva	19
Manejo	20
Eutanasia	20
<b>RATONES</b>	<b>21</b>
Cuarentena y adaptación	21
Alojamiento	21
Limpieza y cambiado	22
Alimentación	22
Medicina preventiva	23
Manejo	23
Eutanasia	23
<b>COBAYOS</b>	<b>24</b>
Alojamiento	24
Limpieza y cambiado	25

Alimentación	25
Medicina preventiva	25
Manejo	26
Toma de muestras	26
Eutanasia	26
<b>OVINOS Y CAPRINOS</b>	<b>27</b>
Cuarentena y adaptación	27
Alojamiento	27
Limpieza y desinfección	28
Alimentación	28
Medicina preventiva	28
Manejo	29
Eutanasia	29
<b>ACTIVIDADES ASIGNADAS AL PASANTE DENTRO DEL LABORATORIO DE CIRUGIA EXPERIMENTAL</b>	<b>30</b>
<b>II.- INSTRUMENTAL UTILIZADO EN CIRUGIA TORACICA</b>	<b>31</b>
Instrumental de corte	31
Instrumental de disección	31
Instrumental de hemostasis	32
Instrumental de sutura	32
Instrumental para cirugía torácica	32
Monitor de signos vitales	32
<b>III.- TECNICAS QUIRURGICAS EN TORAX Y ABDOMEN CON FINES TERAPEUTICOS APLICABLES AL SER HUMANO Y A LOS ANIMALES</b>	<b>33</b>

Cirugía torácica del aparato respiratorio en animales	33
Indicaciones	33
Anestesia	33
Toracotomía	34
Neumonectomía	34
Lobectomía	36
Reparación de laceraciones pulmonares	37
Toma de biopsias	37
Cuidados postoperatorios	38
<b>IV.- MICROCIRUGIA</b>	39
Instrumental	40
Material de sutura	41
Microscopio operatorio	41
Técnicas microquirúrgicas básicas	42
Venotomía longitudinal y sutura de vena cava	43
Anastomosis termino-terminal de vena cava	44
Anastomosis portocava termino-lateral	45
Anastomosis termino-terminal de arteria aorta	48
<b>V.- TECNICAS ENDOSCOPICAS EN ABDOMEN Y TORAX</b>	47
Toracoscopia	47
Cirugía de mínima invasión	47
Técnicas de cirugía de mínima invasión en tórax	47
Laparoscopia	48
Técnicas de cirugía de mínima invasión en abdomen	49
Equipo básico de cirugía de mínima invasión	49

<b>VI.- BRONCOSCOPIA</b>	<b>52</b>
Indicaciones	52
<b>VII.- METODO PARA LA ELABORACION DE PROTOCOLOS DE INVESTIGACION</b>	<b>54</b>
<b>VIII.- BASES ETICO-LEGALES DURANTE LA REALIZACION DE PROTOCOLOS DE INVESTIGACION CON ANIMALES</b>	<b>57</b>
<b>PARTICIPACION EN PROTOCOLOS DE INVESTIGACION</b>	<b>58</b>
<b>DISCUSION</b>	<b>59</b>
<b>CONCLUSIONES</b>	<b>59</b>
<b>LITERATURA CITADA</b>	<b>61</b>
<b>TABLAS</b>	<b>64</b>
<b>FIGURAS</b>	<b>66</b>

**RESUMEN**

**REYES FLORES JOSE MANUEL.** Investigación en Cirugía Experimental: Informe de Servicio Social premiado con la medalla Gustavo Baz Prada en el XI Concurso de Servicio Social Multidisciplinario (bajo la supervisión de: MVZ. Juan Raúl Olmos Zuñiga, Dr. Patricio Santillán Doherty y MVZ. Alfredo Cortés Arcos).

El programa de "Investigación en Cirugía Experimental" en el Instituto Nacional de Enfermedades Respiratorias (INER), se inició en 1994, con la finalidad de estimular a los pasantes de la carrera de Medicina Veterinaria y Zootecnia a iniciarse en la senda de la Investigación médico-quirúrgica, farmacológica y biomédica en modelos animales. Desde entonces 3 pasantes de esta carrera han prestado aquí su Servicio Social. Durante el lapso que dure el Servicio Social se brinda al pasante la oportunidad de comprender la importancia de la investigación con animales de laboratorio para el desarrollo de nuevos tratamientos; conocer el manejo adecuado de las diversas áreas del bioterio y del laboratorio de cirugía experimental; familiarizarse con el manejo de instrumental y aparatos más usados en cirugía torácica, microcirugía y cirugía de invasión mínima, adiestramiento en algunas técnicas quirúrgicas utilizadas en tórax con fines terapéuticos aplicadas al ser humano y a los animales.

El pasante valora la importancia de la microcirugía en la investigación y en la clínica, así como de la broncoscopia y las técnicas endoscópicas para la realización de exámenes, cirugías en tórax y abdomen por invasión mínima, adquiere las bases para la preparación, realización y los principios ético-legales durante la elaboración de protocolos de investigación y se integra al equipo multidisciplinario para el desarrollo de protocolos de investigación.

## INTRODUCCION

La educación es uno de los elementos primordiales para el desarrollo del ser humano, facilita el entendimiento del ámbito en que nos desenvolvemos, nos capacita profesionalmente, nos permite conocer lo que somos y a lo que podemos aspirar individual y colectivamente. (17)

El médico en entrenamiento tiene pocas oportunidades para efectuar cirugías de alto grado de dificultad a las cuales sólo tiene acceso el cirujano experimentado. Con estas limitaciones en la práctica, el cirujano de reciente formación debe complementar sus destrezas, en animales de laboratorio antes de unirse al equipo de trabajo de cualquier Hospital. Lo que justifica plenamente la existencia de los laboratorios de Cirugía Experimental y la elaboración de programas de Capacitación en Cirugía General con práctica en animales en las dependencias del Sector Salud. (30)

La idea de crear un servicio de cirugía experimental para la resolución de problemas clínicos en modelos animales, así como la enseñanza y perfeccionamiento de técnicas operatorias, surgió en el año de 1895 con William Stewart Halsted en el Hospital Johns Hopkins y posteriormente en 1903 con John Collins Warren en Harvard. (30)

En nuestro país la cirugía experimental se desarrolla a partir de dos influencias: La de Halsted y la de Alexis Carrel con sus trabajos sobre sutura vascular y trasplantes de vasos y órganos en animales. Con estos dos antecedentes en 1917, el Dr. Dario Fernández Fierro establece la enseñanza de la Técnica Quirúrgica en animales en el Hospital General de la Ciudad de México, para familiarizar a los estudiantes con las diversas maniobras quirúrgicas, como preparación para la cirugía en humanos. (18)

En la actualidad los laboratorios de cirugía experimental se utilizan tanto con fines de adiestramiento y perfeccionamiento de algunas técnicas operatorias, así como para la creación de diferentes técnicas quirúrgicas en modelos experimentales con el fin de probar hipótesis, y tratar de solucionar problemas clínicos e incrementar así los conocimientos científicos de la Humanidad. (10)

En México existen 24 Laboratorios de Cirugía Experimental, 20 de ellos situados en el D. F. y 4 en los estados de Guanajuato, Jalisco, Nuevo León y Sinaloa. Las líneas de Investigación son múltiples, pero por lo general enfocadas a la especialización de los Institutos de los que forman parte. (22)

En todos estos centros se considera a la cirugía experimental como parte de la ciencia que trata de demostrar hipótesis que expliquen ideas originales en base a la investigación documental exhaustiva del problema por investigar, el diseño del modelo o los modelos quirúrgicos, la organización de los grupos necesarios para que la investigación tenga valor estadístico y la aceptación de que el experimento demuestre que la hipótesis podría estar equivocada. (10)

En el Instituto Nacional de Enfermedades Respiratorias el 15 de Marzo de 1976 empieza a funcionar la Unidad de Investigación Médico-Quirúrgica, dotada de quirófanos, aulas, CEYE y un pequeño bioterio para albergar a los animales que serán utilizados para la investigación: perros, ratones, cuyos, conejos, entre otros. Esta fue creada con el fin de impulsar las actividades de investigación en todos los padecimientos broncopulmonares. Se inició con el programa de trasplante pulmonar experimental en el año de 1985 que llegó a realizarse exitosamente en forma clínica en el año de 1989, cuando se llevó a cabo el primer Trasplante pulmonar unilateral de América Latina. (18)

Dentro de este Instituto la importancia educativa y de investigación del laboratorio de cirugía experimental es invaluable, ya que no únicamente es orientada a médicos cirujanos sino a otras ramas afines como la Medicina Veterinaria, Biología, Química etc., actuando como un grupo multidisciplinario con el fin de enriquecer las investigaciones realizadas dentro de éste.

El médico veterinario en estos grupos de trabajo tiene un papel fundamental dentro de la investigación médica, elaborando protocolos de investigación, enseñando el manejo adecuado de los modelos experimentales, realizando diagnósticos y decidiendo el tratamiento a utilizar en los animales de los diferentes protocolos de investigación en proceso. También es el encargado de evitar el mal trato a los animales recomendando el uso de los lineamientos de las normas del Reglamento de la Ley General de Salud en Materia de Investigación para la Salud de México, de la

**Guía para el Uso y Cuidado de los Animales de Laboratorio de los EU, el Reglamento de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la UNAM para el manejo de los animales y las Normas Internacionales para la Investigación Biomédica con Animales.**

**JUSTIFICACION**

- Despertar el interés del pasante de Medicina Veterinaria a la realización de procedimientos quirúrgicos novedosos con modelos animales para resolver problemas clínicos y producir conocimiento útil para la Medicina Veterinaria y Humana.
- Concientización del cuidado y uso de los animales dentro de los protocolos de investigación.
- Importancia de la integración del M.V.Z. en grupos de trabajo multidisciplinarios.
- Desarrollar conciencia y el juicio necesario para la utilización correcta de la cirugía en beneficio del paciente garantizando su salud.

**OBJETIVOS**

Los objetivos fijados para el desarrollo del Servicio Social dentro del Programa Investigación en Cirugía Experimental son, que el pasante:

- 1.- Conozca el manejo adecuado de las diversas áreas del bioterio y del laboratorio de cirugía experimental.
- 2.- Se familiarize con el uso de instrumental y aparatos más usados en cirugía torácica.
- 3.- Adquiera adiestramiento para el desarrollo de técnicas quirúrgicas en tórax con fines terapéuticos aplicables al ser humano y a los animales.
- 4.- Conozca la importancia de la microcirugía en la investigación y en la clínica, se familiarice con los modelos experimentales para microcirugía y el equipo e instrumental necesario para la realización de ésta. Desarrolle las habilidades y destrezas necesarias para la realización de los procedimientos básicos de microcirugía en animales.
- 5.- Conozca las técnicas endoscópicas para la realización de exámenes y cirugías en tórax y abdomen por invasión mínima y aprenda el uso y cuidado del material y equipo necesario para la realización de este tipo de procedimientos.
- 6.- Aprenda las técnicas broncoscópicas y sus indicaciones, así como la realización de éstas en perros.
- 7.- Se capacite para la elaboración y realización de protocolos de investigación y que se integre al grupo de trabajo para el desarrollo de diferentes protocolos experimentales.
- 8.- Conozca las bases del manejo apropiado de los animales de investigación en un contexto científico y humanitario.

**Las actividades asignadas al pasante dentro del bioterio fueron las siguientes:**

- Acudir a centros de investigación, bioterios ó centros antirrábicos para la obtención de animales.
- Vigilancia durante el período de cuarentena y adaptación.
- Distribución de los animales de nuevo ingreso dentro de las instalaciones de este bioterio.
- Asesoría al técnico, personal e investigadores en cuanto a las necesidades de espacio vital, manejo de animales, reproducción, cantidad y calidad de la alimentación por especie.
- Vigilancia de que los programas de Medicina Preventiva establecidos en todas las especies sean cumplidos.
- Actualización diaria, semanal y mensual de los registros, de producción, ingreso, egreso y reproducción.
- Monitoreo del grado de infestación parasitaria por medio de estudios coproparasitoscópicos, así como su adecuado tratamiento.
- Asignación, entrega y recepción de animales para protocolos de Investigación.
- Diagnóstico y tratamiento de enfermedades en los animales.
- Preparación de los animales para intervenciones quirúrgicas.
- Revisión diaria de las condiciones microambientales dentro de los cuartos de los animales.
- Eutanasia de animales que lo requieran.

## **I.- MANEJO DE LAS DIVERSAS AREAS DEL BIOTERIO.**

### **METODOLOGIA:**

Las actividades realizadas fueron en base al plan de trabajo que se maneja dentro del Bioterio y Departamento de Investigación en Cirugía Experimental del Instituto Nacional de Enfermedades Respiratorias y mediante consulta bibliográfica.

Dado que el animal de laboratorio es el reactivo más utilizado para la realización de experimentos en la investigación biomédica, tanto su producción como su cuidado deben estar sujetos a estrictas normas de calidad que aseguren que su uso sea científica y éticamente aceptable. Por lo que es importante contar con instalaciones y sistemas adecuados para la mantención y producción de animales de laboratorio.

Dentro del manejo adecuado de las diversas áreas del bioterio se tomará en cuenta que el espacio del albergue debe estar situado cerca de los usuarios potenciales de los animales y estar construido con materiales duraderos, impermeables, lisos y libres de hendiduras que faciliten la limpieza con desinfectantes, además de contar con:

Estancia para los animales: En el que se debe tener el espacio suficiente para la realización de todas las actividades relacionadas con la crianza y mantención de las especies manejadas.

El sitio directo en donde se encuentren los animales debe de respetar las recomendaciones con base a sus necesidades de espacio, ejercicio, movimiento y alimentación de cada especie animal.

Dentro de estos espacios se deberá de controlar la temperatura para prevenir las variaciones secundarias a las condiciones climáticas externas o a las diferencias en el número y tipo de ocupantes del cuarto. Lo más indicado para esto es la utilización de aire acondicionado.

Corredores amplios que permitan el movimiento del personal y del equipo.

Puertas que deberán abrir en un solo sentido, que lleve el flujo de las actividades a realizar dentro de éste.

Pisos suaves, impermeables, no absorbentes y antiderrapantes.

Drenajes que deben estar fuera de los cuartos de los animales, para evitar la entrada de fauna nociva y fuentes de contaminación.

Las paredes deben estar exentas de rendijas, uniones imperfectas, hendiduras y sin entradas de servicios como tomas de agua, aire y electricidad.

Los techos deberán ser de un material semejante o igual al de las paredes, bien sellados.

Las instalaciones de agua, gas y eléctricas deberán encontrarse sobre los corredores y no dentro de los cuartos de los animales. (7, 24)

#### **MANEJO DE LOS ANIMALES.**

##### **PERROS.**

Los perros utilizados para investigación en el INER son obtenidos por donación de Centros de Investigación, Antirrábicos, Bioterios y Laboratorios, se asiste a estos centros cada mes por lo general.

Al ingreso de los perros al Bioterio se lleva a cabo un examen físico general que consta de exploración física, auscultación, palpación, etc.; desparasitación externa con Coumafos (ASUNTOL POLVO 50% Bayer) a dosis de 1 sobre por cada 15 litros de agua, inmunización con Nobivac Rabies (Intervet) y se abre un expediente para cada uno de ellos. Este incluye detalles de su historia clínica previa: fecha de entrega, condiciones generales, hallazgos del examen inicial, vacunas y otros procedimientos efectuados en el perro. Este registro se mantendrá actualizado durante toda la permanencia del animal en la Institución de Investigación, terminando con su entrega y disposición final.

Al día siguiente se realiza un estudio coproparasitoscópico para determinar el tipo de parásitos internos, se decide el tipo de tratamiento que se aplicará, que consiste en Prazicuantel, Pamoato de Pyrantel y Febantel (DRONTAL PLUS-Bayer) a dosis de 5 mg/Kg, o bien con Nitroscanate liofilizado (LOPATOL-Ciba) a dosis de 50 mg/Kg, en ambos casos la administración será por vía Oral. (20, 27) Fig. 1

##### **Cuarentena y adaptación.**

Posteriormente tienen un periodo de cuarentena de aproximadamente 15 días en una área separada de la colonia. Durante éste lapso se llevan a cabo nuevamente pruebas

coproparasitoscópicas, y se les toman muestras sanguíneas para la realización de biometría hemática y química sanguínea, con el fin de determinar su estado de salud.

Durante este período se mantienen en observación constante para detectar posibles patologías que pudieran afectar los diferentes trabajos de investigación, en caso de presentarse algún caso de enfermedad se recurre a su diagnóstico oportuno y a su tratamiento adecuado. Cuando se presentan perros en muy mal estado de salud, se decide si se tratan o se someten a eutanasia, debido a que en todo bioterio siempre se deben incorporar animales clínicamente sanos.

#### **Alojamiento.**

Los animales que se utilizan en el INER son alojados en forma individual, en un área externa al Bioterio, construida en mampostería, provista de un asoleadero, área de descanso y sombreadero. Las jaulas poseen una puerta al frente y otra atrás hechas de malla ciclónica y lámina, equipadas con comedero y bebedero en su porción baja. Cada jaula puede contener dos perros de talla mediana, gracias a que es posible dividirla por medio de una lámina deslizable de arriba a abajo, o bien es suficiente para un perro de talla grande. Los pisos de éstas son no porosos, ligeramente inclinados con lo que se facilita su limpieza y drenaje, las paredes están construidas para asegurar que los animales no escalen o brinquen de una jaula a otra.

Las dimensiones de las jaulas permiten al perro estar de pie, estirarse totalmente en forma horizontal y vertical, darse la vuelta y postrarse totalmente extendido. (Tabla 2)

Dimensiones de las jaulas del bioterio del INER:

Ancho 1 m.

Profundidad 3.60 m ( 2 m adelante y 1.60 m atrás ).

Altura 1.75 m.

Comedero y Bebedero:

Ancho 20 cms.

Largo 22 cms.

Profundidad 24 cms.

**Limpieza y desinfección.**

Diariamente se lavan las jaulas con agua caliente y detergente. Una vez por semana se desinfectan con una solución yodada <sup>(1)</sup>, para asegurar que los perros tanto de nuevo ingreso como los ya existentes no contraigan o diseminen enfermedades.

**Alimentación.**

A los perros adultos se les proporciona una vez al día croquetas <sup>(2)</sup>, aproximadamente 1 Kg por animal, por las mañanas, agua a libre acceso y por las tardes se les ofrece una cantidad moderada de carne molida. (Tabla 2) Los cachorros desde el destete hasta los 4 meses de edad se alimentan 3 veces por día, y después de esta edad 2 veces por día hasta alcanzar la madurez

Durante la gestación y la lactancia, las hembras se alimentan 2 veces por día y se les proporcionan suplementos alimenticios con un alto contenido de proteínas

También se utilizan dietas especiales para uso en el manejo de enfermedades gastrointestinales, renales y cardiovasculares y ocasionalmente para cachorros que son criados en forma separada de la madre.

**Medicina preventiva.**

Todos los animales que ingresan a este bioterio deben estar sanos, los animales aparentemente enfermos se trasladan a otra área, los cadáveres se incineran para disminuir la presencia de enfermedades en la colonia. Nunca se mezclan en una misma área con otra especie animal.

Todo el personal usa ropa específica para cada área de trabajo, utilizan gorros y cubrebocas desechables y se les practican estudios coproparasitoscópicos, sanguíneos y de exudado faríngeo cada seis meses, para preveer posibles zoonosis.

Las jaulas que se han utilizado para trabajar con animales a los que se les administró un agente patógeno son lavadas y desinfectadas.

<sup>1</sup> Vanodine (Pfizer)

<sup>2</sup> Dog Chow (Purina)

Siempre que se sospeche o se presente una enfermedad en los animales, se aplica el tratamiento indicado según el diagnóstico que se establezca para controlar y erradicar la causa.

Todos los animales son vacunados y desparasitados interna y externamente.

### Manejo

Siempre que se maneja un perro dentro del bioterio de este Instituto se observa su carácter y comportamiento y de esta manera se elije el método de sujeción. El manejador no debe esperar a que el animal gruñá por disgusto, eieve un bello o se le ericen los pelos del dorso como muestra de enojo, cuando ésto suceda se debe de suspender cualquier maniobra y se tiene que buscar un método rápido y seguro de sujeción para realizar el manejo necesario. (7)

#### Sujeción física

- Colocación de bozal temporal.

Para esto se utiliza una cuerda a la cual en su mitad se hace un nudo de ballestrinque para realizar una lazada. Posteriormente, se coloca la lazada en el hocico con el nudo hacia arriba y se aprieta bien, se llevan los extremos de ésta hacia abajo del hocico y se hace otro nudo simple; luego se dirigen los extremos de la cuerda alrededor del cuello y atrás de las orejas se hace un nudo en la nuca y con esta maniobra se termina la colocación del bozal.

Para la colocación de un bozal en perros de hocico corto se hace la misma maniobra y se pasa uno de los extremos libres de la cuerda por debajo de la lazada del hocico, se jala y se aprieta fuertemente con un nudo fácil de deshacer. Fig. 2.

- Sujeción de un perro sobre una mesa para exploración.

Para sujetar un perro sobre de uno de sus costados, la persona que lo maneja lo toma de los miembros anteriores con una mano y los posteriores con la otra, colocando el dedo índice entre los miembros (con esto se levantan los miembros anteriores lo suficiente para que no estén en contacto con la mesa) y con el antebrazo se presionará el cuello sobre la mesa evitando que el animal levante la cabeza. Con el otro antebrazo presiona la cadera y así se inmoviliza al animal.

-Sujeción para aplicar una inyección endovenosa.

Para aplicar una inyección endovenosa el animal se coloca en posición decúbito dorsal o lateral. La persona que sostiene al animal lo toma con un brazo por debajo del cuello girando la cabeza de éste hacia él y con la otra mano sujeta el miembro anterior, aplicando cierta presión sobre la vena cefálica para que resalte y se facilite la observación del vaso para la inyección. (7, 11) Fig. 3

#### Sujeción química

Cuando los perros no se pueden manejar porque son agresivos se inmovilizan con tranquilizantes, para que el animal se pueda colocar en posición de decúbito dorsal o lateral y mantenerlo así durante el tiempo que dure el procedimiento a realizar. Dentro de esta Institución los tranquilizantes más utilizados para llevar a cabo este procedimiento son Hidrocloruro de xilacina a dosis de 0.5-1 mg/kg de peso, Clorhidrato de propiopromacina a dosis de 0.5-1 mg/kg. (12, Tabla 1)

Los anestésicos más utilizados son el pentotal y pentobarbital sódico a dosis de 28 mg/kg. (12, Tabla 1)

#### Eutanasia

La eutanasia en los perros dentro de esta institución se realiza por métodos químicos. El más utilizado es la sobredosis con anestésicos, principalmente con barbitúricos que actúan deprimiendo el centro respiratorio y vasomotor. Estos se utilizan por vía endovenosa al doble de la dosis normal y por vía intraperitoneal al triple de la dosis normal. (7, Tabla 1)

## **CONEJOS**

No son muy utilizados para la investigación dentro del Instituto, por lo que no se cuenta con una colonia muy numerosa, y sólo en caso de que los animales no sean suficientes se obtienen por donación. Siempre que se adquieren conejos, se debe de conocer su calidad genética y deberán estar libres de cualquier enfermedad bacteriana o parasitaria.

Una vez que el animal ingresa al bioterio se procede a identificarlo en forma permanente, mediante el tatuaje de las orejas, además se elaboran registros de cada individuo en el que se maneja su número de identificación, procedencia, número de jaula, nombre del investigador responsable, nombre del proyecto de investigación y los manejos a los que ha sido sometido.

### **Cuarentena y adaptación**

Los animales de reciente adquisición deben ser sometidos a un periodo de cuarentena de por lo menos 3 semanas para que se adapten a la colonia, a las instalaciones y a la dieta. Durante ésta, los animales son examinados diariamente para la detección de enfermedades y de ser necesario, reciban tratamiento médico. A todos los animales que mueran durante esta etapa se les hace la necropsia completa.

### **Alojamiento**

Dentro del Instituto Nacional de Enfermedades Respiratorias los conejos se mantienen alojados individualmente en jaulas de acero inoxidable con charolas recolectoras de excretas y pisos de mallas de alambre. En un cuarto en el área interna del bioterio, en el cual se tienen 6 baterías, con 6 jaulas cada una, con una temperatura promedio de 20 °C. Humedad relativa 55%, ciclo luz-oscuridad 12/12, 10 cambios de aire por hora. (16, Tabla 2)

Dimensiones de las jaulas:

Batería: Altura 1.40 m.

Ancho 1.05 m.

Jaulas: Altura 35 cms.

Ancho 45 cms.

Profundidad 60 cms.

#### **Limpieza y desinfección**

El lavado de los carros y jaulas se realiza una vez por semana con compuestos ácidos quitasarro para remover la acumulación de sedimentos de la orina del animal. La cama se cambia cada tercer día y se desinfecta toda la batería los fines de semana utilizando una solución iodada (<sup>1</sup>).

#### **Alimentación**

Se les proporciona alimento peletizado (<sup>2</sup>) una vez al día, aproximadamente 75-100 grs. por animal, agua a libre acceso y por las tardes se les provee de alimentos succulentos como zanahorias o lechuga, previamente desinfectadas. (Tabla 2)

#### **Medicina preventiva**

Todos los conejos son examinados clínicamente, se asegura que los animales comprados sean sanos, se trasladan los animales enfermos a otra área y se eliminan los cadáveres.

Las jaulas en las que se hayan alojado animales a los que se les inoculó algún agente patógeno deberán ser lavadas y desinfectadas.

Siempre que se sospeche o se presente una enfermedad en los animales, se aplica el tratamiento indicado y se trata de erradicar la causa.

Otra medida preventiva llevada a cabo dentro del bioterio es llevar un control periódico de la calidad del agua y del alimento destinado al consumo de los animales, para evitar problemas de infecciones o parasitosis.

A la gente que labora con los animales se les practican estudios coproparasitoscópicos, sanguíneos y de exudado faríngeo cada seis meses.

<sup>1</sup> Vanodine (Pfizer)

<sup>2</sup> Conejina (Purina)

## **Manejo**

### **Sujeción física**

Cuando se traslada un conejo se toma de la piel suelta del cuello y del lomo, o también se pueden tomar de la piel suelta del cuello, sosteniendo las extremidades posteriores, como si estuviera sentado, o bien, tomándolo de la piel del cuello colocando su cabeza entre el codo y el costado del manejador, apoyándolo en el antebrazo y con la mano sujetar las patas traseras. (7, 11) Fig. 4

Para llevar a cabo procedimientos simples y de corta duración, los conejos se inmovilizan envolviéndolos en un campo quirúrgico alrededor de su cuerpo, asegurándose de que las extremidades posteriores no queden libres. (7, 11)

### **Toma de muestras**

#### **Muestras sanguíneas**

- Punción de la vena marginal de la oreja. Este vaso sanguíneo es el de elección cuando son requeridos volúmenes pequeños de muestra. Para lograr la venopunción es necesario retirar el exceso de pelo de esta área en forma manual o bien rasurando la región en donde se localiza la vena, se aplica alcohol para la limpieza y antisepsia de la zona y facilitar la visualización del vaso. Posteriormente se hace presión digital en la base de la vena o se coloca un clip en el mismo sitio. Se procede a venopuncionar o se realiza un pequeño corte (como rasguño) con un bisturí y por último se coloca por abajo del corte el recipiente en el cual se va a recolectar la sangre.

Cuando es difícil observar el vaso sanguíneo, éste se humedece con xilot para aumentar el flujo sanguíneo y se haga visible. Al finalizar el procedimiento se debe limpiar la oreja con alcohol para retirar el exceso de xilot, con el fin de disminuir la irritación de la piel.

- Punción cardíaca: Cualquier procedimiento que involucre la obtención de sangre a partir del corazón es por necesidad terminal (16), es decir, una vez concluida la maniobra, el animal debe someterse a eutanasia, con este método se obtienen grandes volúmenes de sangre. Es necesario que el conejo se encuentre anestesiado, se coloca en posición decúbito dorsal, se

sujeta sobre la mesa y con aguja del número 18 de 1½ pulgada se hace la punción. Para ésto primero se palpa el sitio donde el latido cardiaco sea más fuerte y en ese punto directamente se atraviesa la aguja en posición horizontal por el espacio intercostal. Otra alternativa de acceso puede ser insertando la aguja en la cavidad torácica por la parte anterior del cartilago xifoides haciendo un ángulo de 30°.

#### **Sujeción química**

Los conejos también se pueden inmovilizar utilizando algún tranquilizante que permita colocar al animal en la posición que se requiera y mantenerlo así durante el tiempo que dure el procedimiento.

Cuando se va a anestésiar a un conejo se utiliza premedicación con xilacina a dosis de 3 mg/kg IM para calmar al animal y facilitar la inducción anestésica, posteriormente se administra pentobarbital sódico a dosis de 45 mg/kg IV o propofol a dosis 8-12 mg/kg IV.(12, Tabla 1)

#### **Eutanasia**

La eutanasia en los conejos es por métodos químicos.

Se utilizan barbitúricos al doble de la dosis que se utiliza para producir anestesia por vía intravenosa y el triple de la dosis cuando se emplea la vía intraperitoneal o intratorácica, ya que éstos actúan deprimiendo el centro respiratorio.

También se utiliza en esta especie éter que actúa deprimiendo el centro respiratorio. Se coloca un algodón impregnado con éter dentro de un recipiente el cual se usa como mascarilla sobre la nariz del animal, durante el tiempo que sea necesario para que después de ser anestesiado muera por paro respiratorio. (7, Tabla 1)

## **RATAS**

Se cuenta con una colonia cepa Wistar de 214 animales (Octubre de 1996) con un promedio de reproductores machos y hembras en producción de 14 por mes y un promedio de animales asignados a protocolos de investigación de 42 por mes.

También se tiene una pequeña colonia cepa Long Evans de 9 animales (al Mes de Octubre de 1996). Sin embargo, esta cepa no ha sido utilizada por ningún investigador hasta el momento, pero se mantienen en espera de su utilización.

La obtención de estos animales es por compra directa con casas comerciales y por reproducción de éstos dentro del Instituto. Una vez que los animales ingresan al bioterio se procede a colocarlos en cuartos separados de las ratas preexistentes y se identifica cada caja, en la cual se registra la procedencia, cantidad y calidad de los animales.

Se lleva un registro mensual para controlar los movimientos del mes, tales como: ingreso, egreso, utilización en protocolos de investigación, tratamientos y animales asignados. Para su identificación se efectúa una serie de muescas en las orejas, de interpretación Internacional.

### **Cuarentena y adaptación**

Los animales de reciente adquisición deben ser sometidos a un período de cuarentena de por lo menos 3 semanas para que se adapten a la colonia, a las instalaciones y a la dieta. En este período los animales son examinados diariamente para la detección de enfermedades y si es necesario reciben tratamiento médico. A todos los animales que mueren durante esta etapa se les practica necropsia completa.

### **Alojamiento**

Las ratas dentro de este hospital se mantienen alojadas en cajas de policarbonato, con tapas de metal galvanizado, con cama de viruta de madera. Los animales se alojan en grupos de 10 ratas por caja. Además son mantenidas en cuartos separados con una temperatura promedio de 22 ° C y humedad relativa de 50%, ciclo luz-oscuridad 12/12 y de 15 cambios de aire por hora. (16, Tabla 2)

**Dimensiones de las cajas**

Ancho: 44 cms.

Altura: 23 cms.

Largo: 62 cms.

**Limpieza y cambiado**

Las cajas se cambian cada tercer día, al igual que la cama, las tapas se cambian una vez por semana.

El lavado de las cajas y tapas se lleva a cabo con detergente, estropajo y se colocan en solución de iodo (<sup>1</sup>) durante 15 minutos.

La cama se esteriliza con vapor de agua a presión (autoclave), se deja enfriar y se procede a colocarla en las cajas limpias.

**Alimentación**

Se les proporciona alimento pelotizado comercial (<sup>4</sup>) una vez al día (aproximadamente 200 grs por comedero), para que las ratas consuman de 15 a 25 grs. por animal, agua esterilizada a libre acceso. (16, Tabla 2)

**Medicina preventiva**

Todas las cajas son revisadas diariamente, los animales enfermos que se encuentren se trasladan a otra área. A los animales que mueren, se les practica necropsia completa.

Las cajas donde se hayan alojado animales a los que se les inoculó algún agente patógeno, deberán ser limpiadas y desinfectadas.

Siempre que se sospeche o se presente una enfermedad en los animales, se aplicará tratamiento y se tratará de erradicar la causa.

<sup>1</sup> Vanodine (Pfizer)

<sup>4</sup> Laboratory Rodent Diet (PMI Feeds, Inc)

Se lleva un control periódico de la calidad del agua y del alimento destinado al consumo animal, para evitar problemas de infecciones o parasitosis.

A la gente que labora con los animales se les practican estudios coproparasitoscópicos, sanguíneos y de exudado faríngeo cada seis meses.

### **Manejo**

#### **Sujeción física**

Se toman de la base de la cola con una mano y el pulgar y dedo medio de la otra mano se colocan detrás de los codos del animal, empujándolos hacia arriba, mientras que el índice se coloca alrededor de la mandíbula, con la mano libre se pueden sujetar patas y cola. (7, 11) Fig. 5

#### **Sujeción química**

Se utiliza Fentanil droperidol a dosis de 0.2-0.4ml/kg IM, también con pentobarbital sódico 30 - 40 mg/kg de peso IP. (12, 16, Tabla 1)

Se emplea anestesia inhalada con éter, para ésto se coloca al animal dentro de un recipiente de cristal transparente al cual se le coloca un algodón impregnado con éter y sobre este una rejilla en donde se coloca a la rata, dicho contenedor se tapa y se observa cuando la rata se anestesia. Una vez anestesiada la rata se mantiene la anestesia con una mascarilla.

### **Eutanasia**

La eutanasia al igual que en otras especies es por métodos físicos y químicos.

Dentro de los métodos físicos de eutanasia en ratas el que se practica en el bioterio del INER es la dislocación cervical, la cual consiste en separar el encéfalo, de la médula espinal por medio de presión aplicada en la base del cráneo y cuando esta separación ocurre, el latido cardíaco y la respiración se detienen y sobreviene la muerte. (7, Tabla 1)

Cuando la eutanasia se lleva a cabo con métodos químicos el agente más utilizado es el pentobarbital sódico a triple dosis por vía intraperitoneal o intratorácica.

Otro agente que se utiliza para producir eutanasia química en esta especie es el éter. (7)

## **RATONES**

Se tienen tres distintas cepas: CD-1, Balb/C y *N. alstoni*

Balb/C: Población (Octubre de 1996), 63 animales, con un promedio de reproductores machos y hembras en producción de 10 por mes y un promedio de animales asignados de 15 por mes.

CD-1: Población (Octubre de 1996), 59 animales, con un promedio de reproductores machos y hembras en producción de 6 por mes y un promedio de animales asignados de 2 por mes.

*N. alstoni*: Población (Octubre de 1996), 54 animales, con un promedio de reproductores machos y hembras en producción de 13 por mes y un promedio de animales asignados de 1 por mes.

La obtención de estos animales es por compra directa con casas comerciales y por reproducción de éstos dentro del Instituto. Una vez que los animales ingresan al bioterio se procede a colocarlos en cuartos separados de los ratones preexistentes y se identifica cada caja, en la cual se registra la procedencia, cantidad y calidad de los animales.

Se lleva un registro mensual para controlar los movimientos del mes, tales como: ingreso, egreso, utilización en protocolos de investigación, tratamientos y animales asignados. Para su identificación se efectúa una serie de perforaciones y muescas en las orejas, de interpretación Internacional.

### **Cuarentena y adaptación**

Los animales de reciente adquisición deben ser sometidos a un periodo de cuarentena de por lo menos 3 semanas para que se adapten a la colonia, a las instalaciones y a la dieta. Durante este tiempo los animales son examinados diariamente para la detección de enfermedades y si es necesario reciben tratamiento médico. A todos los animales que mueran durante esta etapa se les practica necropsia completa.

### **Alojamiento**

Los ratones dentro de este bioterio se mantienen alojados en cajas de policarbonato, con tapas de acero inoxidable, con cama de viruta de madera. Son mantenidos en cuartos separados con una

temperatura promedio de 22 ° C y humedad relativa de 50%, ciclo luz-oscuridad 12/12 o 14/10, con 10 cambios de aire por hora. (16, Tabla 2)

La población de animales por caja va a depender del propósito para el cual se tengan. Si los animales se tienen en reproducción se alojan 2 (macho y hembra, más sus crías). Si los animales están sometidos a algún estudio se pueden alojar de 4 - 6 animales del mismo sexo por caja. (16)

Dimensiones de las cajas de los ratones Balb/C y CD-1:

Altura: 13.5 cms.

Ancho: 20 cms.

Largo: 31 cms.

Dimensiones de las cajas de los ratones *N. alstoni* :

Altura: 16.5 cms.

Ancho: 27 cms.

Largo: 37 cms.

#### **Limpieza y cambiado**

Las cajas se cambian cada tercer día, al igual que la cama, las tapas se cambian una vez por semana. El lavado de las cajas y tapas se lleva a cabo con detergente, estropajo y se colocan en solución de yodo (1) durante 15 minutos.

La cama se esteriliza con vapor de agua a presión (autoclave), se deja enfriar y se procede a colocarla en las cajas limpias.

#### **Alimentación**

Se les proporciona alimento peletizado (4) al igual que a las ratas, agua esterilizada a libre acceso, en el caso de los *N. alstoni* además por las tardes se les proporciona zanahoria y lechuga desinfectadas, con el fin de reducir el canibalismo. (Tabla 2)

<sup>1</sup> Vanodine (Pfizer)

<sup>4</sup> Laboratory Rodent Diet (PMI Feeds, Inc)

**Medicina preventiva**

Todas las cajas se revisan diariamente, los animales enfermos que se encuentren se trasladan a otra área. A los animales que mueran, se les practica necropsia completa.

Las cajas donde se hayan alojado animales a los que se les inoculó algún agente patógeno deberán ser limpiadas y desinfectadas.

Siempre que se sospeche o se presente una enfermedad en los animales, se aplicará tratamiento y se tratará de erradicar la causa.

Se lleva un control periódico de la calidad del agua y del alimento destinado al consumo animal, para evitar problemas de infecciones o parasitosis.

A la gente que labora con los animales se les practican estudios coproparasitoscópicos, sanguíneos y de exudado faríngeo cada seis meses.

**Manejo**

Para sujetarlos, deben tomarse de la base de la cola y colocarlos en una superficie donde ellos se puedan agarrar con sus manos, con el pulgar y el índice se toma la piel laxa del cuello, arqueando al ratón, y colocándolo en la palma de la misma mano. (7, 11) Fig. 6

Sujeción química: Se utiliza éter o Pentobarbital sódico.

**Eutanasia**

La eutanasia en esta especie se practica de la misma manera que en las ratas. (7, Tabla 1)

**COBAYOS**

Se tiene una Colonia cepa Hartley de 251 animales (Octubre de 1996), con un promedio de reproductores machos y hembras en producción de 74 por mes y un promedio de animales asignados de 22 por mes, ésta colonia es autosuficiente y la producción supera a la utilización, por lo que regularmente se donan animales a otros centros de Investigación.

Una vez que los animales son destetados se colocan en una caja, la cual se identifica, y se registra la fecha de nacimiento, destete y el experimento en el que se van a utilizar.

Se lleva un registro mensual para controlar los movimientos del mes, tales como: ingreso, egreso, utilización en protocolos de investigación, tratamientos y animales asignados. Para su identificación individual se efectúa marcaje con colorantes temporales.

Cuando se requiere de cobayos de otras características diferentes a las que poseen los que se producen en este bioterio, la obtención se hace por compra directa con casas comerciales o por intercambio con otras instituciones. Una vez que los animales ingresan al bioterio se procede a colocarlos en cuartos separados de los cobayos y se identifica cada caja, en la cual se registra la procedencia, cantidad y calidad de los animales, y se someten a un período de cuarentena y adaptación.

**Alojamiento**

Se mantienen en dos cuartos separados, con una temperatura promedio de 22° C, humedad relativa 50%, ciclo luz-oscuridad 14/10, 10 cambios de aire por hora. (6, 16, Tabla 2) En cajas de policarbonato, con tapas de metal galvanizado, con cama de viruta de madera. Los animales se alojan en grupos de 4 animales adultos más sus crías. (16)

**Dimensiones de las cajas**

Ancho: 44 cms.

Altura: 23 cms.

Largo: 62 cms.

### **Limpieza y cambiado**

Las cajas se cambian cada tercer día, al igual que la cama, las tapas se cambian una vez por semana.

El lavado de las cajas y tapas se lleva a cabo con detergente, estropajo y se colocan en solución de iodo (<sup>1</sup>) durante 15 minutos.

La cama se esteriliza con vapor de agua a presión (autoclave), se deja enfriar y se procede a colocarla en las cajas limpias.

### **Alimentación**

Se les da el mismo alimento que a los conejos (<sup>2</sup>), para que consuman aproximadamente 60 g/kg en pequeñas series a lo largo del día, agua esterilizada a libre acceso, la cual se suplementa con Vitamina C los días Martes y Jueves, además diariamente se les ofrece alfalfa verde, como fuente externa de fibra, por las tardes. (Tabla 2)

### **Medicina preventiva**

Todas las cajas se revisan diariamente, los animales enfermos que se encuentren se trasladan a otra área. A los animales que mueren, se les practica necropsia.

Las cajas donde se hayan alojado animales a los que se les inoculó algún agente patógeno deberán ser limpiadas y desinfectadas.

Siempre que se sospeche o se presente una enfermedad en los animales, se aplica tratamiento y se trata de erradicar la causa.

Se lleva un control periódico de la calidad del agua y del alimento destinado para el consumo de los animales, para evitar problemas de infecciones o parasitosis.

A la gente que labora con los animales se les practican estudios coproparasitológicos, sanguíneos y de exudado faríngeo cada seis meses.

<sup>1</sup> Vanodine (Pfizer)

<sup>2</sup> Conejina (Purina)

**Manejo****Sujeción física**

Aunque de naturaleza nerviosa, los cobayos casi nunca muerden, son amigables y de fácil manipulación. Para su manejo y transporte deben sujetarse fuerte y cuidadosamente sobre sus hombros colocando 2 dedos atrás y 2 dedos al frente de las extremidades anteriores. Cuando estos animales se sujetan, las nalgas de los cobayos deben estar apoyadas sobre la otra mano, especialmente si se trata de hembras gestantes. Este mismo manejo puede utilizarse para inmovilizar al animal, si las extremidades posteriores están sujetas y bien extendidas el cobayo puede colocarse fácilmente sobre su dorso. (7, 11)

Sujeción química: Se utiliza éter inhalado o pentobarbital sódico intraperitoneal a dosis de 30-40 mg/kg por vía intraperitoneal. (7, 16, Tabla 1)

**Toma de muestras****Muestras sanguíneas**

Se obtienen muestras pequeñas de sangre rasgando la vena marginal de la oreja, cortando alguna uña o desde los senos venosos infraorbitales. Muestras mayores de 2 o 3 ml se obtienen de la vena safena y por punción cardíaca; con la cual se obtienen entre 10 y 15 ml de sangre de un cobayo cuyo peso corporal fluctúa entre 300 y 400 g. Cuando se utiliza este tipo de toma de muestras el animal se mantiene anestesiado.

**Eutanasia**

Para eutanasia se utiliza éter inhalado o sobredosis de pentobarbital sódico intraperitoneal como métodos químicos y la dislocación cervical como método físico. (7, Tabla 1)

## **OVINOS Y CAPRINOS**

Se tienen dos machos raza Rambouillet, éstos sólo son utilizados para tomar muestras de sangre con el fin de utilizar el suero, por lo general se realiza el muestreo dos veces por mes. Se lleva un registro mensual de toma de muestras, recorte de pezuñas, desparasitaciones (dos al año), no se encuentran identificados debido a que uno de ellos se encuentra descornado y con eso es más que suficiente.

Se cuenta con un macho de la raza Alpino Suizo, el cuál se utiliza para toma de muestras sanguíneas al igual que los borregos, debido a que es un sólo animal no es necesaria su identificación y se sigue un registro mensual idéntico al de ovinos.

Estos animales pueden adquirirse por compra en el mercado a cualquier edad, a los proveedores previamente contratados o directamente al productor y siempre que se adquieran caprinos u ovinos, se debe de conocer su calidad genética, por lo que se requiere obtenerlos de criadores que tengan el registro de sus camadas, pie de cría, sistemas de cruzamiento utilizado, identificación de cada animal y cualquier otra información pertinente para mantener una calidad genética definida. Además deben ser animales clínicamente sanos.

### **Cuarentena y adaptación**

Los animales de reciente adquisición deben ser sometidos a un periodo de cuarentena de por lo menos 4 semanas durante el cual deben ser examinados diariamente para la detección de enfermedades y si es necesario deberán recibir tratamiento médico. A todos los animales que mueran durante esta etapa se les debe realizar necropsia completa.

La cuarentena también sirve como un periodo para que los animales se adapten a la colonia, a las instalaciones y a la dieta. (7)

### **Alojamiento**

Tanto en ovinos como en caprinos se recomienda que los cuartos tengan una temperatura de 21°C. En lo que respecta a la ventilación y humedad relativa los requerimientos para los ovinos son

de 50 a 75 % de humedad relativa con 15-25 cambios de ventilación por hora, mientras que para las cabras son de 55-65% de humedad con 6-12 cambios de ventilación por hora. (7)

Estas especies requieren de 12 horas de luz x 12 de obscuridad. Aunque la luz natural normalmente es suficiente.

#### Ovinos

Se mantienen en un cuarto sin techo completo, que les proporciona un área de sombra de 2 m., el área total del cuarto es de 8.4 metros cuadrados.

#### Caprino

Se mantiene en una jaula completa de 4 metros cuadrados.

#### Limpieza y desinfección

El cuarto de los ovinos y la jaula del caprino se lavan diariamente con agua caliente y detergente, se desinfecta una vez por mes con solución yodada (1).

#### Alimentación

Se les proporciona un promedio de 2.5 Kgs. de alimento comercial concentrado(2), por día, un cuarto de paca de alfalfa achicalada, complementos minerales y agua fresca a libre acceso.

#### Medicina preventiva

Constantemente se les realizan pruebas para detectar brucelosis, estudios coproparasitológicos, vacunación y monitoreo serológico.

<sup>1</sup> Vanodine (Pfizer)

<sup>2</sup> Generaleche (Purina)

**Manejo****Sujeción física**

Los ovinos y los caprinos se pueden atrapar de sus patas, tomándolos por arriba del corvejón, ya que si estos se toman por abajo se podrían fracturar. La mejor forma de sujetarlos es con la mano, una vez tomados de una de las patas, se pasa el brazo alrededor del cuello.

Otra forma de sujetar a un ovino, es colocarse a su lado izquierdo tomándolo de la mandíbula inferior con la mano derecha y colocar el brazo izquierdo alrededor de los muslos esto evitará que el animal se mueva hacia atrás. (7, 11) Figs. 7 y 8

**Sujeción química**

Para los ovinos y los caprinos, se utiliza acepromacina a dosis de 0.1-0.2 mg/kg por vía intravenosa o intramuscular, la xilacina a dosis de 1.0 mg/kg vía intramuscular y a dosis de 0.05 mg/kg vía intravenosa. (7, 12, Tabla 1)

**Eutanasia**

Se utilizan pistolas de perno cautivo para insensibilizar al animal y posteriormente realizar el desangrado por vía yugular. También se puede utilizar una sobredosis de barbitúricos, aunque esto implica el riesgo de obtener resultados erróneos en análisis químicos. (7, Tabla 1)

**Las actividades asignadas al pasante dentro del Laboratorio de Cirugía Experimental fueron las siguientes:**

- Participación dentro del equipo quirúrgico:

**Anestesiista:** Utilicé anestesia fija e inhalada en la realización de cirugías torácicas no cardíacas, además de monitorear y aplicar terapia de fluidos al paciente durante la cirugía.

**Segundo Ayudante:** Actúe como circulante dentro del quirófano, realizando gasometrías y otros estudios que fueran necesarios durante el transquirúrgico.

**Instrumentista:** Asistí al cirujano y 1º ayudante durante la cirugía torácica no cardíaca proporcionando tanto el instrumental como el material requiendo en el experimento.

**Primer Ayudante:** Colaboré con el cirujano en la realización de diferentes técnicas quirúrgicas en tórax y en la realización de arterio y veno-disecciones.

**Cirujano:** Llevé a cabo técnicas quirúrgicas de tórax, abdomen y arterio y veno-disecciones haciendome responsable del sujeto operado.

- Examen clínico diario de los animales 15 días antes de que se iniciara la Investigación quirúrgica, utilizando todos los métodos propedeúticos, apoyado en todos los exámenes de laboratorio y de gabinete disponibles, para poder así desechar a los animales enfermos que podrían afectar la investigación.

- Elección y aplicación de los tratamientos adecuados a los animales con signos clínicos de algún proceso patológico al momento de su examen clínico, para que pudieran ser incorporados al grupo de estudio.

- Examen clínico postoperatorio con el cual se valoró el estado del animal y se aplicó analgesia y terapia antimicrobiana.

- Exámenes endoscópicos en los animales intervenidos de tráquea o bronquios, esofagoscopias y endoscopias gástricas valorando el estado del órgano examinado.

- Práctica de las técnicas básicas de microcirugía.

- Eutanasia en los animales que finalizaron su estudio y obtención de muestras de diferentes órganos para someterlos a microscopía.

## II.- INSTRUMENTAL UTILIZADO EN CIRUGIA TORACICA.

**Instrumental de cirugía:** Es todo aquel utilizado por el cirujano o sus ayudantes en cualquier intervención quirúrgica que le ayude a efectuar de una manera más rápida, segura y efectiva el acto quirúrgico. (2) Hay dos tipos de instrumental, el de cirugía general y el de cirugía especial; es preferible que sea de acero inoxidable, cuya calidad, duración y resistencia al calor y a las sustancias corrosivas compensa su costo. (1)

El equipo para cirugía general consiste en instrumental de corte o diéresis, disección, hemostasis y sutura. (2, 4)

### **Instrumental de corte**

El instrumental utilizado para incidir tejidos consta de:

**Bisturí:** consta de dos piezas mango y hoja. Los mangos están numerados según su tamaño, de los cuales el mayor es el número 4. Las hojas están numeradas del 20 (la más grande) en adelante. El bisturí puede tomarse como cuchillo de mesa, como lápiz o como arco de violín, según la fuerza y el control que se quiera imprimir; el movimiento de corte para las personas diestras debe dirigirse siempre de izquierda a derecha, para los zurdos en sentido contrario, la hoja siempre debe estar en forma perpendicular a los planos incididos; de lejos a cerca y de arriba hacia abajo.

**Aparato de electrocirugía.**

**Tijeras:** de Mayo rectas y curvas y las de Metzenbaunn utilizadas para cortar tejidos, además de unas tijeras para el corte de suturas.

### **Instrumental de disección**

**Pinzas de disección:** las cuales pueden ser con o sin dientes de ratón

**Separadores:** que son utilizados para abrir los tejidos sin traumatismos innecesarios y poder trabajar en campos profundos, existen los separadores de Farabeuf o los automáticos de diferentes tipos como los de Gosset y Finochietto. (2, 3, 4)

**Instrumental de Hemostasis**

Los cirujanos Jules Pean, Theodor Kocher y William S. Halsted, fueron quienes abrieron este campo al preocuparse por diseñar el instrumental adecuado para el control de la hemorragia. Es común utilizar en la práctica las pinzas de Pean, de Kocher, de Halsted y las de mosquito.

La práctica quirúrgica de la hemostasis se divide en medios físicos y mecánicos. Los físicos pueden ser por frío (produce vasoconstricción) y calor que puede ser por medio de una chispa eléctrica o bien por cauterización (producen un coágulo en el vaso seccionado). Los mecánicos pueden ser por presión, pinzamiento y ligadura.

**Instrumental de sutura**

Consta de porta-agujas, material de sutura y pinzas de disección con o sin dientes de ratón. (2,3,4)

**Instrumental para cirugía torácica**

Equipo de cirugía general

Retractor costal de Finochietto

Pinzas de Satinsky

Tijeras de Metzenbaunn (3, 4)

**Monitor de Signos Vitales**

Es un sistema de monitoreo electrónico del paciente con el cual se puede conocer simultáneamente la temperatura, pulso, presión arterial y venosa y electrocardiograma del paciente sometido a un procedimiento quirúrgico. En la pantalla del monitor se aprecian dos líneas, la línea superior siempre marca el electrocardiograma, en la línea inferior se puede seleccionar: 3 segundos adicionales de ECG, canal de presión 1, canal de presión 2 o pulso. En la pantalla del monitor se muestran también la presión sistólica, diastólica, presión media para la presión arterial y presión promedio, además de la temperatura y frecuencia cardíaca en latidos por minuto.

Se puede obtener una copia de la información registrada en la línea inferior o superior.

### **III.- TÉCNICAS QUIRÚRGICAS EN TORAX Y ABDOMEN CON FINES TERAPÉUTICOS APLICABLES AL SER HUMANO Y A LOS ANIMALES.**

#### **Cirugía torácica del aparato respiratorio en animales.**

Se pueden realizar en casi todas las especies animales siempre y cuando se cuente con el material y equipo necesario para no comprometer la vida del animal.

Las cirugías torácicas del aparato respiratorio que más comúnmente se practican tanto en forma clínica como en forma experimental en el perro y gato son la broncotomía, bronquiectomía, lobectomía, neumonectomía, extracción de abscesos y tumores, toma de biopsias y reparación de laceraciones.

En la rata que se utiliza como modelo experimental las cirugías que más se practican son la neumonectomía y la toma de biopsias.

#### **Indicaciones.**

La realización de cirugías en bronquios se recomienda en casos de obstrucción por cuerpos extraños y la presencia de neoplasias. (5)

Para establecer el diagnóstico se recomienda además de la historia clínica y el examen físico, toma de biopsias y radiografías. (5, 26)

#### **Anestesia.**

Cualquier animal que va a ser intervenido quirúrgicamente, debe ser sometido a anestesia general, ya sea mediante anestesia inhalada o con anestesia fija, siempre debe tener una vía permeable, ser intubado con una sonda orotraqueal y conectado a un aparato de respiración asistida para evitar que se colapsen los pulmones al momento que sea abierta la cavidad, además de tener monitoreados sus signos vitales. Cuando se utiliza la anestesia fija para operar perros o gatos, es necesario aplicar un pre-anestésico tranquilizante como la combinación droperidol-fentanil<sup>(6)</sup> a dosis de 0.5 - 0.15 ml/Kg IM

<sup>6</sup> Innovar-vet

para perros y xilacina 1 mg/Kg IM para gatos, con posterior aplicación de un anestésico de corta duración pentobarbital sódico 28 mg/Kg IV en perros e IP en gatos.

Cuando en estas especies se utiliza anestesia inhalada, ésta debe ser inducida con un pre-anestésico tranquilizante: droperidol-fentanil a dosis de 0.5 - 0.15 ml/Kg IM en perros y xilacina 1mg/Kg en gatos, con posterior aplicación de un anestésico de ultracorta duración: pentotal sódico 28 mg/Kg IV y ketamina 14 mg/kg IM en gatos. Una vez anestesiado el animal, debe ser intubado con una sonda orotraqueal y conectado a ventilador. La anestesia puede ser mantenida ya sea con halotano al 1% o con 1.5 % de isofluorano (dependiendo del estado del animal y de la elección del anestesiólogo). (12)

En ratas se utiliza anestesia fija a base de pentobarbital sódico 40 mg/kg IP, los animales son intubados con una sonda orotraqueal y conectados a un ventilador.

#### **Toracotomía.**

Una vez anestesiado el animal se coloca sobre la mesa de cirugía en posición decúbito lateral derecho o izquierdo dependiendo de la región torácica a intervenir.

Para realizar la Toracotomía, se hace la antsepsia de la región, se delimita la zona con campos quirúrgicos estériles, se incide piel, planos musculares y pleura, todos por separado, manejando los principios básicos de cirugía para el manejo delicado de los tejidos a nivel del quinto espacio intercostal. (5, 8, 26) Fig. 9

#### **Neumonectomía**

La restricción aguda de más del 60% del flujo de la arteria pulmonar es fatal en perros. El perro puede sobrevivir a la resección del 50% del parénquima pulmonar, más no a un 75%. Debido a que el pulmón derecho es de mayor tamaño que el izquierdo, una neumonectomía derecha significaría la resección de más del 50% del parénquima pulmonar, lo cual sería fatal. La excisión del pulmón izquierdo es tolerada sólo si el pulmón derecho esta completamente sano. (5, 15, 26)

**Indicaciones:**

- Resección de abscesos, neoplasias
- Cuando existen laceraciones grandes en el parénquima pulmonar.(5, 15, 26, 28)

Una vez hecha la toracotomía se coloca un separador de costillas (Finochietto), se libera el pulmón de su ligamento y se extrae envuelto en una compresa húmeda, continuándose con la disección del hilo pulmonar. Esta se inicia con la disección de la arteria pulmonar, la cual se refiere con una cinta umbilical, el siguiente paso es diracar y referir el bronquio principal, por último se disecan las venas pulmonares.

Al término de las disecciones se inicia la neumonectomía, colocando una doble ligadura en la arteria pulmonar y se secciona, posteriormente se realizan también dobles ligaduras en las venas pulmonares y se seccionan (las ligaduras de los vasos pueden realizarse con seda de 1 o 2 ceros). Finalmente se coloca una pinza de Satinsky en el bronquio principal a nivel de la carina, cuidando de no ocluir la luz del bronquio opuesto y se secciona, dejando tejido suficiente para realizar el cierre de éste.

El muñon bronquial puede cerrarse con puntos de colchonero empleando monofilamento de polipropileno de 3-4 ceros. Esta sutura se refuerza con surgete continuo utilizando el mismo material de sutura.

Concluido el cierre bronquial se aspira el moco o sangre que haya quedado dentro del bronquio, se retira la pinza de Satinsky y se observa la posible presencia de fugas o sangrados.

El siguiente paso es la colocación de una sonda endopleural entre el séptimo y noveno espacio intercostal, la cual será conectada a un sello de agua para restablecer la presión negativa del tórax. Nuevamente se inspecciona la cavidad para asegurar la adecuada hemostasia y se procede al cierre convencional, el cual se realiza afrontando las costillas con 3 puntos distribuidos a lo largo de la incisión, con material de sutura absorbible del número 2, planos musculares con surgete continuo de material de sutura absorbible del 0 y la piel con puntos separados de material de sutura no absorbible del 0 (el calibre de la sutura a utilizar, dependera de la talla del animal).

Al finalizar el cierre convencional se restablecerá la presión negativa de la cavidad torácica

(insuflando el pulmón a su máxima capacidad y se retira el sello de agua). El orificio creado para la colocación de la sonda endopleural se repara con una jareta con el mismo material con el que se suturó la piel.

Se deja que el animal se recupere de la anestesia, se aspiran nuevamente para retirar los excesos de moco o sangre que pudieran haber quedado dentro de la traquea y bronquios, se extuba y son colocados en un cuarto de recuperación. (5, 15, 26) Fig. 10

En las ratas una vez realizada la disección del hilo pulmonar, se realizan dobles ligaduras de la arteria, vena y bronquio, posterior a la ligadura de cada estructura, se seccionan.

Las costillas se afrontan de la misma manera que en el perro, pero el restablecimiento de la presión negativa de la cavidad torácica no se realiza con sello de agua. Esto se lleva a cabo insuflando el pulmón a su máxima capacidad y cuando se hace aparente en el espacio intercostal, las costillas se afrontan, evitándose así la entrada de aire y se continúa con el cierre convencional (Los materiales de sutura utilizarlos en esta especie son no absorbibles y sus calibres varían entre 4 y 7 ceros).

Una vez concluido el cierre convencional, se deja que el animal se recupere de la anestesia, se extuba y se coloca en su caja.

#### **Lobectomía en perros.**

Indicaciones:

- Traumatismos
- Granulomas parasitarios o tuberculosos
- Embolia pulmonar o infarto
- Laceraciones extensas en algún lóbulo pulmonar
- Resección de abscesos, neoplasias, zonas necróticas, quistes, bullas, cuerpos extraños
- Torsión de algún lóbulo. (5, 8, 15, 26, 28)

Se realiza bajo anestesia general y se lleva a cabo mediante una toracotomía izquierda o derecha o esternotomía medial dependiendo del lóbulo a intervenir.

El primer paso es identificar el lóbulo a extirpar, éste se extrae de la cavidad y se envuelve en una compresa húmeda, posteriormente se identifica la arteria, las venas y el bronquio; las 3 estructuras se disecan y se refieren, una vez referidas se realiza ligadura doble de la arteria y vena y estas son seccionadas. Se coloca una pinza de Satinsky en el bronquio, lo más cercano a la bifurcación, se secciona y se repara con puntos de colchonero utilizando polipropileno de 3-4 ceros y se refuerza con surgete continuo con el mismo material de sutura. Se coloca el sello de agua y se realiza el cierre convencional. (1, 5, 8, 15, 26, 28) Figs. 11, 12 y 13.

#### **Reparación de laceraciones pulmonares.**

Son urgencia médica y el animal debe ser intubado de inmediato.

Para llevar a cabo ésta, el animal debe de estar sometido a anestesia general.

Se realiza toracotomía y se localiza el pulmón traumatizado, se hace hemostasia y se coloca una pinza atraumática, para evitar la salida de aire. Estas pueden ser reparadas con puntos separados de colchonero o con surgete continuo en 2 hileras con polipropileno de 4-5 ceros, se revisa que no existan fugas ni sangrados, se coloca el sello de agua y se realiza el cierre convencional.

#### **Toma de Biopsias.**

También se realiza mediante anestesia general y con toracotomía.

Se localiza la región del pulmón en donde se tomará la biopsia y se colocan 2 pinzas rectas atraumáticas de tal manera que formen una cuña y se reseca y se sutura con una doble hilera de surgete continuo con material de sutura no absorbible, se insufla el pulmón se observa que no haya fugas, se coloca el sello de agua y se realiza el cierre convencional.

Tanto la reparación de lesiones pulmonares como la toma de biopsias puede realizarse con engrapadoras.

**Cuidados postoperatorios.**

Son los mismos para estos procedimientos quirúrgicos.

Inmediatamente después de la operación los pacientes anestesiados se trasladarán del quirófano a la sala de recuperación. Como norma general el anestesiólogo, asistido por el segundo ayudante, permanecerán al lado del paciente operado hasta que sea capaz mover la cabeza, adoptar la posición de decúbito esternoabdominal o ponerse de pie, en caso de que el periodo de recuperación se prolongue, se deberá estimular la respiración y la actividad cardíaca mediante analépticos respiratorios o la administración de Oxígeno por intubación o mascarilla.

Se aplica analgesia durante los 3 primeros días postcirugía y se aplica antibioterapia durante 7 días (los medicamentos a utilizar son de acuerdo al estado del paciente y a la elección del cirujano). Se debe realizar evaluación clínica diaria, valorando principalmente la coloración de las mucosas, frecuencia respiratoria, tipo de respiración, frecuencia cardíaca etc.

Posteriormente se evaluará su estado clínico mediante la realización de pruebas de esfuerzo.

Los animales deben ser sometidos a estudio radiológico inmediatamente después de la cirugía, para descartar la presencia de neumotórax. El chequeo radiológico debe ser periódico durante las 2 primeras semanas postcirugía o cuando se sospeche de neumotórax.

De ser posible deben realizarse estudios gasométricos sanguíneos para observar el grado de oxigenación de ésta. (1, 5, 25)

#### **IV.- MICROCIURUGIA.**

**Microcirugía:** Es la realización de técnicas quirúrgicas, que se llevan a cabo en estructuras que por su tamaño necesitan de magnificación operatoria y de una capacitación especializada, que debe obtenerse en animales de experimentación.

La microcirugía es una técnica quirúrgica clínicamente aplicable a todas las especialidades, por lo que no se considera como una subespecialidad, sino como una parte integral de cada especialidad quirúrgica, en la que el cirujano ya sea humano o veterinario recibe un entrenamiento combinado de su propia especialidad y en microcirugía, con lo que será capaz de resolver muchos problemas que se le presenten en forma clínica.

El uso de estas técnicas surge en 1921 con los trabajos de Nysten quien por primera vez utilizó el microscopio operatorio para mejorar la precisión de sus técnicas quirúrgicas.

Posteriormente Alexis Carrel utilizó estas técnicas para el trasplante de diversos órganos. Pero no fue sino hasta los sesentas cuando los otorinos y los cirujanos cardiovasculares reconocen la utilidad del uso de las técnicas microquirúrgicas.

**Aplicaciones de la microcirugía.**

**Neurocirugía:** Reconstrucción de arterias cerebrales, tratamiento de aneurismas de tronco basilar y carótidas internas.

**Cirugía vascular:** Reconstrucción de vasos digitales, conductos biliares y pancreáticos, realización de puentes coronarios, tratamiento de hipertensión portal.

**Otorrinolaringología:** Estapedectomía, reconstrucción del oído medio, resección del neuroma acústico.

**Oftalmología:** Reconstrucción del segmento anterior del ojo.

**Urología:** Reconstrucción de ureteres y conductos deferentes.

**Ginecología:** Reconstrucción de trompas de Falopio.

**Cirugía Plástica:** Reparación de nervios periféricos y cirugía de reimplantes.

**Ortopedia:** Transposición de huesos con anastomosis microvasculares.

**Animal experimental ideal para el entrenamiento microquirúrgico:**

El animal ideal para realizar microcirugía es la rata, ya que es de fácil obtención, altamente prolífico y requiere de un mantenimiento relativamente económico, tiene una gestación corta (21 días) con un promedio de 9 crias por parto (por lo que un bioterio pequeño puede dar cabida a un gran número de animales, sin que el espacio sea un factor limitante), además de que en 3 meses alcanza un peso (200 gr) con el que ya puede utilizarse en cirugía. Con la práctica su manejo es sencillo y seguro.

Desde el punto de vista quirúrgico, tiene la ventaja de que se puede trabajar bajo condiciones no estériles. Además de que sus vasos de gran y mediano calibre, al igual que sus nervios se pueden comparar con los vasos digitales del hombre, que son los que pudieran requerir de anastomosis.

Sin embargo existen otras áreas de la medicina en la que las ratas no satisfacen las necesidades propias de la especialidad, por lo que tenemos que recurrir al uso de otras especies animales. Como es el caso de los cobayos y los perros.

Estas especies difieren de las ratas desde el punto de vista quirúrgico en que, siempre deben de manejarse bajo condiciones de esterilidad (sumando a esto de que sus períodos de gestación son más largos, y en el caso de los perros su manejo no es tan sencillo)

Los cobayos son el mejor modelo experimental para cirugía de oído, ya que es grande y de fácil acceso (pero sino se siguen todas las reglas de asepsia, estos están muy predispuestos a problemas de otitis).

El perro es un buen modelo para cirugía cardiovascular, dado que se pueden canular con facilidad y sus volúmenes sanguíneos pueden manejarse con bombas de circulación extracorporea.

#### **Instrumental.**

Dados los importantes adelantos en la producción de nuevos sistemas de iluminación, equipo microquirúrgico y microscopios operatorios, es posible encontrar en el mercado gran variedad de instrumentos especializados. (4) Pero el instrumental quirúrgico básico está formado de: 2 pinzas de joyero, pinzas de iris curvas y rectas, tijera de disección, microtijera, porta-agujas castroviejo, 2 pinzas de mosquito, 2 clamps microvasculares, clamps aproximadores. (9)

Es importante que cada microcirujano se habitúe a trabajar con el menor instrumental posible y debe de familiarizarse con su uso y cuidado, para que posteriormente sean los mismos que utilice en la práctica clínica. Se recomienda que cada microcirujano lave sus propios instrumentos, dado que las puntas de las tijeras y las pinzas son muy delicadas al igual que los clamps microvasculares.

#### **Material de sutura.**

Para estructuras mayores de 1 milímetro de diámetro puede ser utilizada seda de calibre 7-0 o nylon de 8-0.

Para estructuras menores a un milímetro se recomienda monofilamento de 9-0, 10-0 y hasta 11-0 que se utiliza en microcirugía.

El manejo de estas suturas debe ser delicado ya que son muy frágiles y con facilidad pueden romperse o desinsertarse de las agujas en las que vienen montadas.

Un truco para cuando se realiza una anastomosis es colocar un fragmento de globo o de separador de hojas (de los de plástico) de color azul o verde para facilitar la localización de las agujas, del material de sutura y aislar los vasos de las estructuras vecinas.

#### **Microscopio operatorio.**

Hay muchos modelos de microscopios operatorios y sus principios generales son los mismos. Todos constan de:

- a) **Objetivo principal:** Tiene la función de recoger la imagen y enviarla a un cambiador de aumentos (la imagen captada por estos pueden tener diferentes distancias 200, 250 y 300 mm), otra función que tienen estos es la de eliminar los reflejos y evitar la pérdida de luz.
- b) **Cambiador de aumentos:** Aumenta o disminuye el aumento.
- c) **Cuerpo del microscopio:** Este posee 2 filtros: 1) Anticalórico que absorbe el calor emanado por la lámpara y evita que el objetivo se dilate y pueda llegar a romperse.
- 2) Filtro verde que permite mayor nitidez y mejor contraste.

- d) **Tubo binocular:** Tiene la función de recoger la imagen enviada por el objetivo principal.
- e) **Oculares:** recogen la imagen enviada por los binoculares y la amplifican, estos poseen un sistema que permite ver tridimensionalmente, lo que lo diferencia de un microscopio de laboratorio el cual trabaja solamente en 2 planos.
- f) **Sistema de iluminación:** Puede ser de 3 tipos 1) por bombilla 2) Por luz fría y 3) Por iluminación de halógeno.

El cuidado que se le debe de dar al equipo óptico es: 1) No tocar los lentes con los dedos (ya que esto origina imágenes borrosas) 2) Nunca limpiar los lentes con sustancias químicas que puedan dañar el sistema antirreflector que poseen los lentes. Si acaso se recomienda limpiarlos con un algodón húmedo con agua y si están muy grasosos con un poco de alcohol.

Otro punto importante cuando se realiza microcirugía, es que esta exige tener una misma posición por largos periodos de tiempo, por lo que la postura del cirujano juega un papel importante para el éxito o fracaso del procedimiento. para lograr esto se debe de llevar a cabo lo siguiente: a) Se debe de ajustar la altura del banco de tal forma que la espalda y cuello tengan una posición cómoda al estar viendo por los oculares. b) Se debe tener un buen apoyo de los antebrazos en la mesa de operaciones, para lograr disminuir el temblor fisiológico. c) Lograr un buen enfoque: Esto se logra escogiendo primero el aumento básico de 10x, con el cual se ajusta la distancia interpupilar y una vez logrado el mayor enfoque, se puede detallar la nitidez enfocando cada uno de los oculares.

Cuando se utilizan mayores aumentos, disminuye la luminosidad, al igual que la profundidad de campo y se aumenta el temblor fisiológico

#### **Técnicas microquirúrgicas básicas.**

Gracias al desarrollo de los equipos de óptica y a la creación de buenos programas de microcirugía se han llevado a cabo grandes avances en la medicina, por lo que la habilidad técnica que se aprenda en los laboratorios de cirugía experimental con animales, es importante para el buen desempeño clínico del cirujano.

Las técnicas microquirúrgicas que practique durante mi servicio social en el departamento de

cirugía experimental del Instituto Nacional de Enfermedades Respiratorias.

- Venotomía longitudinal y sutura de vena cava.
- Anastomosis término-terminal de vena cava.
- Anastomosis portocava termino-lateral.
- Anastomosis término-terminal de arteria aorta.

Es importante mencionar que cuando se lleva a cabo el adiestramiento microquirúrgico siempre deben ser utilizados animales sanos, para que el alumno se familiarice con la anatomía normal del paciente (además de que no se vayan a presentar problemas de zoonosis).

El animal debe de estar en ayuno de 12 hrs para sólidos y 6 horas para líquidos y 24 horas cuando se realice cirugía de estómago o de intestino.

Además de que toda cirugía debe de realizarse en cualquier especie, bajo todas las reglas de asepsia.

#### **Venotomía longitudinal y sutura de vena cava.**

Se coloca la rata anestesiada y preparada en posición decúbito dorsal para realizar una laparatomía. Posteriormente con pinzas de disección y tijeras se realiza una incisión media xifopúbica, iniciando con la piel y siguiendo con el plano muscular y peritoneal. Se colocan retractores de la pared a ambos lados para que queden expuestos los órganos intra-abdominales. Inmediatamente después con una gasa húmeda en solución salina, se retraen las asas intestinales hacia afuera y hacia el lado izquierdo del animal para exponer el retroperitoneo. Una vez realizado esto se localiza el triángulo formado por la vena cava inferior por debajo del hígado y por la vena renal derecha. Acto seguido con disección roma se separa el retroperitoneo y se expone la vena cava caudal por arriba y por abajo la vena renal derecha. El paso siguiente es rodear la vena cava y el pedículo renal, utilizando las pinzas de iris, para colocar ligaduras vasculares transitorias que se traccionan con pinzas hemostáticas, para ocluir la circulación. Realizado esto se hace la venotomía longitudinal en el triángulo formado por las tres ligaduras y en una longitud aproximada de cuatro o cinco milímetros, irrigando el interior del vaso con solución salina. A continuación se realiza la sutura con seda trenzada de 7-0, utilizando surgete continuo. Terminada la sutura se retiran las

ligaduras vasculares, iniciando con la renal, seguido por la proximal de la vena cava y al último la distal. Se aplica ligera presión sobre la vena con un isopo de algodón para hacer hemostasia y se corrobora la permeabilidad. Fig. 14

#### **Anastomosis término-terminal de vena cava.**

Se coloca la rata anestesiada y preparada en posición decúbulo dorsal. Posteriormente con pinzas de disección y tijeras se realiza una laparotomía media con límite craneal en el cartilago xifoides y límite caudal con el púbis. Se colocan retractores de la pared a ambos lados para que queden expuestos los órganos intra-abdominales y con una gasa húmeda en solución salina, se retraen las asas intestinales hacia afuera y hacia el lado izquierdo del animal para exponer el retroperitoneo. Una vez realizado esto se localiza la vena cava caudal en el segmento comprendido entre la vena renal izquierda y la primera lumbar. Acto seguido con disección roma se separa el retroperitoneo y se expone la vena cava caudal, también con disección roma se separa ésta de la aorta abdominal. Una vez aislada la vena en un trayecto de aproximadamente 1 cm, se procede a la colocación de los microclamps, los cuales deberán quedar lo más separados posible uno del otro y orientados en el mismo sentido y se secciona la vena transversalmente en un solo corte con las microtijeras. Se irriga con solución salina cada uno de los extremos del vaso y se continúa con la anastomosis, utilizando monodilamento de nylon 8-0. se coloca un primer punto en uno de los vértices de ambos extremos del vaso seccionado, pasando primero la aguja de afuera hacia adentro y luego de adentro hacia afuera, para que el nudo quede por afuera de la luz del vaso. De igual manera, se coloca un punto en el vértice opuesto y se continúa con la anastomosis utilizando surgete continuo, primero a nivel de la cara anterior, vigilando colocar los puntos muy cerca de los bordes de sección y cuidando de no ocluir con la sutura los bordes de la pared posterior. Al finalizar la sutura de la cara anterior se anuda con el extremo corto del punto tractor del vértice opuesto, posteriormente se rotan ambos clamps para exponer la cara posterior, que se sutura de la misma manera que la cara contraria. Después de anudar el surgete en el extremo se cortan los hilos de sutura, se regresan los clamps a su posición original y se retiran. Primero el distal para permitir la salida de las burbujas y

evitar la formación de embolias gaseosas y luego el proximal para reestablecer la circulación. Se presiona suavemente la anastomosis con un aplicador de algodón para ayudar en la hemostasia y se comprueba la permeabilidad de la anastomosis. Fig. 15

#### **Anastomosis portocava término-lateral.**

Después de realizar la laparotomía y exponer el retroperitoneo, se disecciona la vena cava inferior en la región del triángulo formado con la vena renal derecha. Posterior a la realización de la disección y colocadas las ligaduras vasculares transitorias sin interrumpir la circulación, se continúa con la disección de la vena porta, seccionando y ligando la vena pancreaticoduodenal para obtener una adecuada movilización de la porta. Al concluir la disección de la porta, se procede a interrumpir la circulación de la vena cava inferior mediante la tracción de las ligaduras colocadas previamente tanto en la vena cava como en la renal derecha. Se efectúa una venotomía longitudinal sobre el triángulo formado por estas 2 venas y se continúa con la ligadura proximal de la porta a nivel del hilio hepático. Se coloca un clamp vascular en la porción distal de la porta (justo en la desembocadura de la vena esplénica). Se secciona la vena porta en sentido oblicuo cerca del hilio hepático. Se irriga con solución salina el extremo seccionado de la vena porta así como el interior de la vena cava y se procede a realizar la anastomosis término-lateral entre ambos vasos. De afuera hacia adentro en el vértice superior de la venotomía en la vena cava y de adentro hacia afuera en el extremo superior de la porta seccionada, se coloca un primer punto con nylon de 8-0 y otro en el vértice opuesto. La anastomosis se inicia con la sutura de la cara posterior, para lo cual se introduce el material de sutura al interior de los vasos a nivel del vértice y se continúa con un surgete continuo uniendo los bordes de la cara posterior. Al finalizar el surgete, se saca la sutura por el vértice superior y se anuda con el extremo corto del punto axial. Terminada la sutura posterior, se efectúa la sutura de la cara anterior, también con surgete continuo. Finalizada la anastomosis, se cortan los hilos y se liberan en orden las ligaduras de la vena renal, la proximal de la vena cava, la distal de este mismo vaso y finalmente el clamp de la porta. Se aplica cierta presión con un isopo de algodón por unos segundos y se corrobora el paso de sangre tanto de la vena cava

como de la vena porta. El adecuado funcionamiento de la derivación se evaluará observando un buen latido en las asas intestinales. Figs. 16 y 17

#### **Anastomosis término-terminal de arteria aorta.**

Después de realizar la laparotomía y exponer el retroperitoneo, se localiza la aorta abdominal y mediante disección roma se separa de la vena cava caudal, una vez aislada la arteria en un trayecto de aproximadamente 1 cm, se procede a la colocación de los microclamps, los cuales deberán quedar lo más separados posible uno del otro y orientados en el mismo sentido y se secciona transversalmente en un sólo corte con las microtijeras. Se irriga con xilocaína al 2% para evitar que se retraiga cada uno de los extremos del vaso y se continua con la anastomosis, utilizando monofilamento de nylon 8-0, se coloca un primer punto en uno de los vértices de ambos extremos del vaso seccionado, pasando primero la aguja de afuera hacia adentro y luego de adentro hacia afuera, para que el nudo quede por afuera de las luz del vaso. De igual manera, se coloca un punto en el vértice opuesto y se continúa con la anastomosis utilizando surgete continuo, primero a nivel de la cara anterior, vigilando colocar los puntos muy cerca de los bordes de sección y cuidando de no ocluir con la sutura los bordes de la pared posterior. Al finalizar la sutura de la cara anterior se anuda con el extremo corto del punto tractor del vértice opuesto, posteriormente se rotan ambos clamps para exponer la cara posterior, que se sutura de la misma manera que la cara contraria. Después de anudar el surgete en el extremo se cortan los hilos de sutura, se regresan los clamps a su posición original y se retiran. Primero el distal para permitir la salida de las burbujas y evitar la formación de embolias gaseosas y luego el proximal para reestablecer la circulación. Se presiona suavemente la anastomosis con un aplicador de algodón para ayudar en la hemostasia y se comprueba la permeabilidad de la anastomosis. (9)

## **V.- TÉCNICAS ENDOSCÓPICAS EN ABDOMEN Y TORAX.**

Las técnicas conocidas como endoscopia de invasión mínima, desde hace tiempo han alcanzado un nivel de desarrollo con alto grado de efectividad en los campos de la obstetricia, ginecología, cirugía torácica, urología, ortopedia y ultimamente en medicina veterinaria. Debido a que estas son una herramienta que permite resolver los diagnósticos con certeza, simplicidad y rapidez, además de que permiten llevar a cabo técnicas quirúrgicas seguras y rápidas.

### **Técnicas endoscópicas en tórax.**

#### **Toracoscopia:**

Es el exámen del interior de la cavidad torácica por medio de luz fría transmitida a través de fibra óptica y tiene los siguientes usos en medicina veterinaria:

- Diagnóstico de ruptura de órganos y hemorragia interna, así como casos de neumotórax.
- Diagnóstico de patologías congénitas, hernias diafragmáticas o comunicaciones arteriovenosas.
- Aspiración directa de fluidos torácicos, ya sea sangre o quilotórax etc.

#### **Cirugía de mínima invasión:**

Es el conjunto de procedimientos manuales, instrumentales y ópticos realizados a través de una incisión mínima en la cavidad torácica con fines de tratamiento y/o diagnóstico.

### **Técnicas de cirugía de mínima invasión en tórax**

Dentro de las cirugías de mínima invasión de tórax practicadas en medicina veterinaria se encuentran:

- Resección de bullas enfisematosas.
- Resección de nódulos pulmonares.
- Disección y corte de adherencias.
- Biopsias pulmonares y obtención de tejidos para diagnóstico patológico.

### **Procedimientos para cirugía toroscópica de mínima invasión:**

- Anestesia general con aplicación de relajante muscular.
- Intubación orotraqueal utilizando una cánula de doble luz, que permita el cierre de paso de aire hacia el hemitórax que se va a intervenir.
- Preparación del área quirúrgica.
- Introducción de toroscopio a nivel del noveno espacio intercostal. Esto se realiza posterior a la inserción del trocar, se enciende la fuente de luz y se continua con la oclusión bronquial del pulmón que se vaya a intervenir.
- El siguiente paso es la inserción de trocares para instrumental, para la disección y resección de estructuras anatómicas.
- El último paso es la colocación de sello de agua y cierre convencional.

### **Técnicas endoscópicas en abdomen.**

#### **Laparoscopia :**

Es el examen del interior de la cavidad abdominal por medio de luz fría transmitida a través de fibra óptica y tiene los siguientes usos en medicina veterinaria:

- Determinación del sexo en especies con gónadas intraabdominales.
- Administración intraperitoneal directa de soluciones.
- Aspiración directa de fluidos abdominales.
- Exploración del tracto reproductor.
- Observación secuencial del ovario y útero.
- Determinación del número de embriones en el útero.
- Inseminación directa en el útero, trompas uterinas y oviducto.
- Diagnóstico de ruptura de órganos y hemorragia interna.
- Diagnóstico de patologías congénitas.
- Diagnóstico de bloqueo intestinal.
- Diagnóstico de piómetra y lesiones externas del útero.

**Técnicas de cirugía de mínima invasión en abdomen**

Dentro de las cirugías de mínima invasión de abdomen practicadas en medicina veterinaria se encuentran:

- Ovario-histerectomía
- Colectectomía
- Vasectomía interna
- Nefrectomía

**Procedimientos para cirugía laparoscópica de mínima invasión:**

- Anestesia general con aplicación de relajante muscular, para facilitar la distensión de la cavidad abdominal.
- Intubación orotraqueal y colocación de sonda esofágica.
- Preparación del área quirúrgica.
- Introducción de laparoscopio.
- Insuflación de cavidad abdominal, que debe de realizarse con 10 o 15 mm/Hg.
- Colocación de trocars para instrumental.
- Disección y resección de estructuras anatómicas.
- Cierre convencional. (32)

**Equipo básico de cirugía de mínima invasión:**

**Fuente de luz de Xenón:** Esta proporciona la luz que iluminará el campo a través de una gula de fibra óptica. La intensidad puede ser controlada manual o automáticamente con el fin de que el cirujano perciba imágenes fieles en color, intensidad y contraste. Además, la característica de esta fuente es que no existe una transmisión directa entre la fuente y el instrumento óptico. Con la adición de la fibra óptica, surge el término "luz fría", manteniendo el máximo de intensidad y el mínimo calor.

**Gula de luz de fibra óptica:** El desarrollo de la fibra óptica permitió la transmisión de la luz a distancia, mejorando la calidad de la transmisión (evitando pérdidas por reflexión o difracción) y garantizando las características de la iluminación de tipo quirúrgico conocida como "luz de día".

**Videocámara:** Al hablar de cirugía laparoscópica, estamos hablando de un procedimiento en el que el cirujano no observa directamente el área donde se halla interviniendo. En consecuencia la videocámara debe reproducir fielmente sus imágenes. La cámara debe ser ligera para una fácil manipulación y de ser posible, con autoenfoco para la rápida visualización de zonas específicas. En la actualidad existen en el mercado 3 tipos de cámaras: de un chip distal de alta resolución; un chip distal 450 líneas/pulgada de resolución y 3 chip distal de 700 líneas/pulgada de resolución.

**Monitor de alta resolución:** El monitor es esencial, debe ser de alta resolución (700 líneas horizontales/pulgada) para evitar pérdida de calidad en la imagen. El monitor en combinación con la cámara permite obtener imágenes de gran calidad. Debiendo ser de por lo menos 13 pulgadas de pantalla y, para un mayor confort en el desarrollo de la cirugía, es aconsejable contar con dos monitores.

**Insuflador de CO<sub>2</sub>:** Toda cirugía requiere "espacio" para visualizar la zona de trabajo; en el caso de la cirugía laparoscópica, es necesario crear este espacio, ello se logra introduciendo un gas inerte que permita el desplazamiento del instrumental. Este equipo debe ser capaz de proporcionar un flujo de gas suficiente para mantener una presión constante dentro de la cavidad.

**Irrigador-Aspirador:** Este equipo se utiliza para limpiar la zona de trabajo así como, para retirar los coágulos y tejidos que pudieran obstaculizar la visibilidad a través de los telescopios. Es necesario que cuente con un dispositivo que permita regular la presión de irrigación, y la de aspiración. La presión de aspiración debe ser hasta 300 mm de Hg y el diámetro más común de las cánulas es de 2 mm.

**Videogradora/impresora:** Son accesorios útiles para la formación de una videoteca que permita el almacenamiento y posterior estudio de los procedimientos. La videogradora se aconseja que sea Super VHS para lograr una buena calidad de imagen y la impresora deberá ser de alta resolución.

**Telescopios:** Los telescopios comúnmente utilizados en laparoscopia son de 0, 30 y 45 grados de ángulo de cobertura. Se utilizan para visualizar la cavidad a través de un arreglo de lentes que concentran la luz en un diámetro reducido, mismo que puede ser de 10, 7 ó 5 mm . Con la introducción de la técnica endoscópica en diversas aplicaciones quirúrgicas, continúa el desarrollo y mejoramiento de los sistemas ópticos.

**Electrocoagulador:** Es un equipo indispensable en todo equipo de cirugía y particularmente, en la cirugía laparoscópica en la que se requiere una desecación eficiente. El uso de este equipo representa un riesgo importante, por lo que el cirujano deberá hacer una revisión exhaustiva de la cavidad para verificar que no causen daños en los tejidos laterales al sitio de trabajo.

**Trocars y Agujas de Veress:** Estos nos permiten el acceso y la insuflación de las cavidades. Estos son de diferentes diámetros, que están dados en mm.

**Engrapadoras:** Permiten llevar a cabo una hemostasia segura y el sellado de algunos tejidos. Existen de diferentes diámetros, cortantes y no cortantes.

**Pinzas y tijeras:** Para el manejo adecuado de los tejidos. De estas existen con y sin terminaciones para electrocauterio. (6) Figs. 18, 19, 20, 21, 22, 23 y 24

## **VI.- Broncoscopia**

La broncoscopia es la visualización directa de la tráquea y el árbol traqueobronquial por medio de un broncoscopio metálico estándar o un broncoscopio fibrótico o un tubo flexible fino con espejos e iluminación en su extremo distal.

La realización de las broncoscopias generalmente se lleva a cabo con el broncoscopio fibrótico flexible porque tiene menor calibre, permite un mayor radio de visión de bronquios segmentarios y subsegmentarios, y conlleva menor riesgo traumático por la intubación en comparación con el broncoscopio rígido. Además de que permite la toma de muestras para estudio citológico con un "escobillón", o un catéter. (14)

La aparición del broncoscopio flexible de fibra óptica fué en 1969 y el progreso tecnológico en estos aparatos aunado al hecho de que para llevar a cabo este tipo de procedimientos no se requiere anestesia general, ha facilitado sobremanera la exploración del tracto respiratorio. (19)

Desde el punto de vista epidemiológico los broncofibroscopios son considerados como instrumental médico semicrítico, ya que entran en contacto con mucosas, por lo que se hace necesaria su esterilización o desinfección de alto nivel después de cada uso con glutaraldehído fenolato, previo lavado del aparato con agua y jabón, a una dilución 1:8 por un lapso mínimo de 15-20 minutos. El uso de esta solución es porque los broncofibroscopios están constituidos por materiales frágiles, vulnerables a altas temperaturas, lo que imposibilita su esterilización con calor (Autoclave). (21)

### **Indicaciones de la Broncoscopia:**

**Fibrobroncoscopia exploradora:** Al no ser indispensable la anestesia general, es posible la valoración no sólo morfológica, sino también dinámica de las vías aéreas. Es de especial utilidad en el estudio del estridor persistente, neumonías recidivantes o persistentes, atelectasias, hemoptisis, dificultades de in-extubación y traqueotomías.

**Fibrobroncoscopia diagnóstica:** Por medio de este aparato es posible realizar diversos procedimientos para la obtención de muestras con fines diagnósticos, por ejemplo, se llevan a cabo

broncoaspirados (BAS), cepillado bronquial (CP), biopsia bronquial (BB), lavado broncoalveolar (LBA) y broncografía selectiva.

Fibrobroncoscopia terapéutica: La aspiración de material endobronquial así como la administración de fármacos *in situ* del tipo de mucolíticos, es de especial utilidad en pacientes con atelectasia y con fibrosis quística. (19)

## VII.- METODO PARA LA ELABORACION DE PROTOCOLOS DE INVESTIGACION

Dado que todo trabajo de investigación es un acto creativo de alto valor formativo que contribuye al desarrollo de las ciencias, se deben seguir los siguientes pasos:

### **Título**

Debe dar identidad al trabajo y ser lo más breve posible, aunque suficientemente claro para indicar el problema que se investiga. Se recomienda poner dos o más títulos y después elegir de éstos el más adaptado a la investigación.

### **Introducción**

Debe dar a conocer la naturaleza y el propósito de la investigación, para que el lector pueda enterarse de los alcances y de las limitaciones del trabajo, se debe considerar:

- La importancia y naturaleza del estudio
- La finalidad
- La relación del estudio con otros similares
- De ser necesario se incluirá una breve reseña histórica
- El objetivo y
- Las limitaciones.

### **Hipótesis**

Es la respuesta tentativa a nuestro problema, la cual se ratificará con la investigación.

Algunos investigadores la consideran la columna vertebral del trabajo. Desde el punto de vista lógico, la hipótesis es un supuesto; responde ¿Al que buscamos?.

### **Material y métodos**

En el apartado de los materiales, se incluye la procedencia del material utilizado, el lugar de realización del estudio, período durante el cual se llevo a cabo, explicación del establecimiento de los lotes experimentales, dosis utilizadas, descripción de los aparatos e instrumental empleado.

En los métodos se anotará todo lo relacionado con la preparación y la ejecución de los experimentos. Considerando la información sobre el tiempo en que se repitió el estudio, método estadístico utilizado para analizar los datos obtenidos, forma de obtención de las muestras e indicación de como se evaluaron los tratamientos.

Todas las medidas se expresan según el sistema métrico decimal y las temperaturas se mencionan en grados centígrados.

### **Resultados**

Representan la materia prima de la interpretación. La utilización de cuadros estadísticos y gráficos para dar énfasis a los hechos significativos, que pueden ser negativos o positivos, de esta manera y apoyado en el análisis estadístico se puede dar una adecuada interpretación a la información del estudio.

Es necesario diseñar bien el experimento, ya que de no ser así, es muy difícil llegar a unas conclusiones válidas, que sean de interés y que estén respaldadas por los resultados.

La presentación no clara de los resultados se da por los errores de actitud, método y técnica de la investigación.

### **Discusión**

Dentro de esta se deben de hacer las comparaciones significativas y relacionar los hechos encontrados durante la investigación, además de explicar los resultados, sus limitaciones y para mostrar que los datos obtenidos en los resultados pueden llevar a la solución del problema e indicar posibles desarrollos de otros protocolos de investigación.

### **Conclusiones**

Es la presentación de opiniones sobre hechos comprobados con la información vertida en los resultados y en la discusión.

Las conclusiones ofrecen la solución a los problemas planteados durante la introducción.

**Resumen**

Deberá contener una mención de la naturaleza y del propósito de la investigación y un comentario sobre los resultados y conclusiones de mayor relevancia. Debe tratar de redactarse de manera que no pierda el sentido y la orientación de la fracción resumida. Los objetivos del resumen son los siguientes:

- Ayudar al investigador a mantenerse informado del proyecto y desarrollo resultante en su campo.
- Facilitar la búsqueda de literatura y comparación bibliográfica.
- Compensar la falta de la publicación original.
- Economizar tiempo al evitar la lectura total del artículo original.

En su presentación se debe tomar en cuenta:

- Redactar el texto, sin subtítulos, siendo éste de una cuartilla .
- Usar la forma impersonal.
- Eliminar apreciaciones personales, escribir en forma correcta nombres científicos, fórmulas y cifras.

Es conveniente incluir una traducción del resumen al idioma inglés (Summary) debido a que es el idioma que se lee con más frecuencia en las distintas partes del mundo, además esto abre un camino más de difusión al trabajo.

**Literatura citada**

Representa la enumeración de las obras consultadas durante la investigación y que son citadas en el texto del escrito. Da una idea de la profundidad con que el autor ha realizado la investigación en relación a su tema.

#### **VIII.- BASES ETICO-LEGALES DURANTE LA REALIZACION DE PROTOCOLOS DE INVESTIGACION CON ANIMALES.**

La utilización de animales de laboratorio para la investigación biomédica ha tenido un crecimiento importante en nuestro país en los últimos años, ya que sin ellos el avance del conocimiento científico sería imposible, por lo que el uso y cuidado de los animales para experimentación debe de ser humanitario, legal y ético.

Dentro de las cuestiones legales se debe de tomar en cuenta que el uso de animales para investigación se ha oficializado en diversos países mediante su legislación adecuada: el Acta de Crueldad a los Animales del Reino Unido y el Acta para el Bienestar de los Animales de los Estados Unidos de Norteamérica (Cruelty to Animals Act y Animal Welfare Act). En México se encuentra este punto considerado en el Título Quinto de la Ley General de Salud y reglamentado a través del Reglamento en Materia de Investigación para la Salud (Título Séptimo, artículos 121-126), así como la Ley de Protección a los Animales para el Distrito Federal (artículos 8 y 9).

Humanitaria y éticamente se debe tomar en cuenta lo siguiente:

- Todo proyecto de investigación debe ser sometida a un comité para establecer si el uso de animales se justifica.
- Todo investigador deberá dar a los animales que sean sometidos a estudio las instalaciones y cuidados adecuados, así como evitar al máximo el dolor y el uso indiscriminado de animales. (24)

**PARTICIPACION EN PROTOCOLOS DE INVESTIGACION****Efectos Hemodinámicos en el Neumoperitoneo Experimental**

Investigador Responsable: MVZ. Olmos Zuñiga Juan Raúl. Depto. Cirugía Experimental. INER.

Dentro de este protocolo participe en la asignación de perros para el estudio y en el equipo quirúrgico, en todas las posiciones, iniciando como segundo ayudante (circulante), anestesiista, Instrumentista, primer ayudante y cirujano. Las actividades realizadas fueron: cateterización de la yugular, arteria femoral, inserción del trocar en la cavidad abdominal, para llevar a cabo la insuflación del mismo; toma de muestras hemodinámicas por medio de un monitor de electrocardiografía y con una computadora de gasto cardíaco.

**Medición del árbol traqueo-bronquial en ratas para implementar la técnica de intubación orotraqueal.**

Investigador Responsable: MVZ. Arreola Ramírez José Luis. Depto. Cirugía Experimental. INER.

En este protocolo se tomo participación en la asignación de ratas para el estudio y en la medición con un vernier de los diferentes parámetros a considerar: Longitud total de la rata, perímetro torácico, longitud del esternón con y sin apéndice xifoides, longitud de dientes a cuerdas vocales, longitud de cuerdas vocales a carina, longitud total de la tráquea, calibre externo superior, medio e inferior de la tráquea, calibre interno superior, medio e inferior de la tráquea, longitud de carina a Bronquio principal derecho, longitud de carina a Bronquio principal izquierdo, calibre interno y externo del Bronquio principal dedrecho, calibre interno y externo del Bronquio principal izquierdo.

**Contracción bronquial sostenida en un medio sin calcio: Participación del Trifosfato de Inositol.**

Investigador Responsable: MVZ. Montaña Luis. Depto. Asma. INER.

En este protocolo se participo en la asignación de perros para el estudio, para este protocolo era necesario someter a eutanasia a todos los perros seleccionados, ya que la investigadora requería tomar muestras de tráquea y bronquios. La eutanasia de los animales se practicaba de dos formas: por medio de sobredosis de barbitúricos ó por bien por desangrado, mediante la localización y corte de la aorta posterior, previa tranquilización y anestesia.

## DISCUSION

El Servicio Social se inició en el área de Bioterio, ya que el Departamento de Cirugía Experimental se encontraba en una fase de remodelación. Dentro del Bioterio se enseña al pasante el manejo adecuado de todas sus áreas, al mismo tiempo se participa en la mayoría de las actividades que ahí se desarrollan, tales como la obtención de animales, su observación durante el período de cuarentena, la medicina preventiva; se brinda apoyo al técnico de Bioterio y a los investigadores en cuanto a la reproducción, alimentación, alojamiento, destete, asignación de animales para los modelos experimentales, eutanasia y condiciones generales de los animales de cada colonia.

Dentro del Departamento de Cirugía Experimental el pasante aprende a utilizar correctamente el instrumental quirúrgico, es adiestrado en diversos procedimientos como la cirugía torácica, abdominal, cirugía de mínima invasión, microcirugía, técnicas endoscópicas, broncoscopia, forma parte del equipo quirúrgico en el desarrollo de los modelos de estudio y aprende a valorar la importancia de estas técnicas en la investigación y en la clínica.

A pesar de las deficiencias detectadas en mobiliario, equipo e instalaciones y la inexistencia de otros equipos necesarios para el desarrollo de nuevos modelos experimentales se logra cumplir plenamente con todas las expectativas planteadas desde el plan de trabajo.

Este tipo de programas de Servicio Social estimulan al pasante al trabajo en equipo y a la colaboración directa e indirecta dentro de la Investigación, aportando novedosos métodos y técnicas quirúrgicas que permiten una aplicación extensa de los conocimientos adquiridos a lo largo de la Carrera, por lo que ha sido de un valor incalculable dentro de mi formación como Médico Veterinario Zootecnista.

## CONCLUSIONES

Este tipo de programas despertaron el interés del Pasante a sumergirse en el fascinante mundo de la Investigación, a la participación activa dentro y fuera del quirófano, permite el conocimiento de nuevos métodos y técnicas quirúrgicas así como su aplicación, y la familiarización con las actividades propias y el manejo adecuado de un bioterio, todo esto con la finalidad de lograr un avance científico-tecnológico en Pro de la Humanidad.

Todo experimento desarrollado dentro de un Bioterio o Quirófano de Cirugía Experimental tiene como fin básico la aportación de posibles soluciones a las patologías que pueden afectar al ser humano y a los animales mismos, por lo que la función de estos centros de Investigación es de vital importancia en el desarrollo de nuevas técnicas, así como el mejoramiento de las mismas, con el fin de proveer un mejor Servicio de Salud a la comunidad y de abrir nuevas áreas de estudio en las ramas de la Medicina Humana y Veterinaria.

## LITERATURA CITADA

- 1.- Alexander, H. A.: Técnica Quirúrgica en Animales. Temas de Terapéutica Quirúrgica. 6ª Edición. *Ed. Interamericana McGraw-Hill*. México 1989.
- 2.- Ametler, R. E.: Educación Quirúrgica Gráfica. 1ª Edición. *UNAM*. México 1982.
- 3.- Annis, J. R. Y Algernon, R. A.: Atlas de Cirugía Canina. 1ª Edición. *Ed. UTEHA*. México 1975.
- 4.- Bedford, P. G. C.: Atlas de técnicas Quirúrgicas Caninas. 1ª Edición. *Ed. Acrbia*. España 1990.
- 5.- Bojrab, J., M.: Medicina y Cirugía en especies pequeñas. *Ed. C.E.C.S.A*. México 1983.
- 6.- Cadena, A., T.: Equipo óptico y de video en cirugía endoscópica. *Revista del INER*. 8: No. 1 (1995).
- 7.- Canadian Council on Animal Care.: Guide to the care and Use of experimental Animals. 1993.
- 8.- Caywood, D. D. Y Lipowitz, A. J.: Atlas of General Small Animal Surgery. First Edition. *C. V. Mosby Company*. USA 1989.
- 9.- Cortés, G., R.: Manual de microcirugía. Laboratorio de microcirugía. Depto. de Cirugía experimental. *Instituto Nacional de la Nutrición Salvador Zubirán (INNSZ)*.
- 10.- De la Sierra, T.: ¿ Qué es la Cirugía Experimental ?. *Cirujano General*. 18 (1): 2-3 (1996).
- 11.- De la Puente, J.: Exterior y manejo de los animales domésticos. *FMVZ UNAM*. México 1981.
- 12.- Fuentes, H. V. O.: Farmacología y Terapéutica Veterinarias. 2ª Edición. *Ed. Interamericana McGraw-Hill*. México 1992.
- 13.- Giudicelli, R., Ottomani, R. Y Fuentes, P.: Video-Assisted Thoracic Surgery. Thoracic Surgery and lung Transplantation Unit. *Sainte Marguerite Hospital*. France 1995.
- 14.- Hamilton, H. K., Rose, M. B. Diagnóstico clínico. 1ª Edición. *Ed. Interamericana*. México 1986.
- 15.- Harvey, C. E. Small Animals Surgery. First Edition. *J. B. Lippincott Company*. USA 1990.
- 16.- Illera del P., J. C.: Animalarios o Bioterios para Animales de Experimentación. Memorias del Curso Instalaciones y Manejo de los Principales Animales de Experimentación. *FMVZ UNAM*.

## México 1995

- 17.- Martínez-Dubois, S.: ¿ Cirugía experimental o Investigación quirúrgica ?, en los planes de estudio de Medicina en México. *Cirujano General*. 18: No. 2. (1996).
- 18.- Padilla S., L.: Historia de la cirugía Experimental en México. *Cirujano General*. 18: No. 1. (1996).
- 19.- Pérez-Frías, J., Pérez-Ruiz, E. González-Martínez, B., Picazo, B. y Martínez Valverde, A.: Fibrobroncoscopia infantil. Adaptación a los consensos de la American Thoracic Society. *Arch. Bronconeumol*. 29: 73-76. (1993).
- 20.- Quiroz, R. H.: Parasitología y Enfermedades Parasitarias de Animales Domésticos. 1ª Edición. 5ª Reimpresión. Ed. Limusa. México 1994.
- 21.- Rodríguez-Froján, G., et. L.I.: Desinfección del fibroscopio con glutaraldehído fenolato a la dilución 1:8. *Arch. Bronconeumol*. 30: 485-488 (1994).
- 22.- Salazar, A., Musalem, D.: ¿ Dónde y quiénes hacen Cirugía Experimental en México ? *Cirujano General*. 14: No. 1. (1992).
- 23.- Santillán, D., P.: Quirón y otros mitos: Importancia de la Cirugía Experimental en el Curriculum del Cirujano General. *Cirujano General*. 18: No. 2. (1996).
- 24.- Santillán, D. P. y cols.: El animal de laboratorio. *Revista del INER*. 8: No. 3. (1995).
- 25.- Sevestre, J.: Elementos de Cirugía Animal. Tomo I. 1ª Edición. Ed. CECOSA. México 1984.
- 26.- Slatter, D.: Textbook of Small Animal Surgery. Second edition. Vol. I. W. B. Saunders Company. USA 1993.
- 27.- Soulsby, E. J. L.: Parasitología y Enfermedades Parasitarias en los Animales Domésticos. 7ª Edición. Ed. Interamericana. México 1992.
- 28.- Usón, J.: Atlas de Técnicas Quirúrgicas por Stapler. 1ª Edición. Ed. Marbán. España 1992.
- 29.- Valle, G., A.: Laboratorios de Cirugía Experimental y Sociedades Protectoras de Animales. *Cirujano General*. 14: No. 1. (1992).

- 30.- Valle, G., A. et. al.: La importancia del laboratorio de Cirugía Experimental en la formación del cirujano. *Cirujano General*. 14: No. 2. (1992).
- 31.- Vázquez, J., et. al.: Los inicios de la Escuela Quirúrgica Mexicana. *Rev. Mex. Angiol*. 20 (1): 4 - 7 (1992).
- 32.- Wildt y Seager.: Laparoscopia. Método de diagnóstico en medicina de pequeñas especies. *Revista VEPE Purina*. (1995).

Especie	Espacio por animal	Altura mínima	Temperatura °C	HR %	Consumo de agua	Orina por día	Cantidad de alimento recomendada	Prot. Dig. %
Perros < 12 Kg 12 - 30 Kg > 30 Kg	0.75 m <sup>2</sup> 1.20 m <sup>2</sup> 2.23 m <sup>2</sup>	0.8 m 0.9 m 2.0 m	18 - 21	45 - 55	25 - 35 ml/ Kg PV	65 - 400 ml. Según raza	250 - 1200 grs. Según raza	20
Caprinos	1.4 m <sup>2</sup>	2.0 m	15 - 24	55-65	1.5 - 4 lt	1 - 2 lt	1.4 Kg	15
Cobayos < 350 grs >350 grs	300 cm <sup>2</sup> 650 cm <sup>2</sup>	18 cm 22 cm	18 - 22	50 - 60	12 - 15 ml/100 grs de PV	15 - 75 ml	20 - 35 grs + Vit C.	25 - 30
Ratones < 20 grs > 20 grs	65 cm <sup>2</sup> 100 cm <sup>2</sup>	13 cm 15 cm	22 - 25	50 - 70	3 - 7 ml	1 - 3 ml	3 - 6 grs.	12
Conejos < 4 kg > 4 Kg	0.37 m <sup>2</sup> 0.46 m <sup>2</sup>	0.40 m 0.45 m	16 - 22	40 - 50	80 - 100 ml/Kg de PV	50 - 90 ml	75 - 100 grs.	14
Ratas < 150 grs > 150 grs	150 cm <sup>2</sup> 250 cm <sup>2</sup>	18 cm	20 - 25	50 - 55	20 - 45 ml	10 - 15 ml	10 - 20 grs.	12
Ovinos	1.4 m <sup>2</sup>	2.0 m	15 - 24	55 - 65	1.5 - 4 lt	1 - 2 lt	1 - 4Kg	15

Tabla 1. Tomado de Guide to the Care and Use of Experimental Animals.  
Canadian Council on Animal Care 1993.

	Xilacina	Atropina	Pentobarbital	Thiopental	Ketamina	Ketamina/Xilacina
Perros	1.0 - 2.0	0.02 - 0.05	20 - 30	25	17 - 25	-
Caprinos	0.05	0.05	30	15	20	-
Cobayos	-	0.02 - 0.05	37	20	100 - 200	40 - 100/4 - 5
Ratones	-	0.1 - 0.2	30 - 40	30 - 40	100 - 200	200/10
Ratas	-	0.02 - 0.05	40	20 - 40	60 - 100	100/5 - 10
Conejos	1.0 - 3.0	0.1 - 0.2	45	20	50	35 - 50/5 - 10
Ovinos	0.05	0.05	30	15	20	-

\* Todas las dosis se expresan en mg/Kg de Peso Vivo.

Tabla 2. Tomado del Guide to the Care and Use of experimental Animals. Canadian Council on Animal Care. 1993.

PARASITOSIS EN PERROS DEL BIOTERIO (I.N.E.R.)

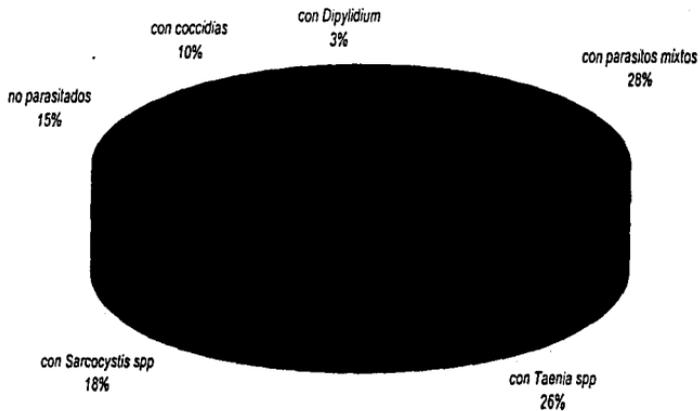


Fig. 1. Reporte de los hallazgos encontrados en las pruebas de flotación.

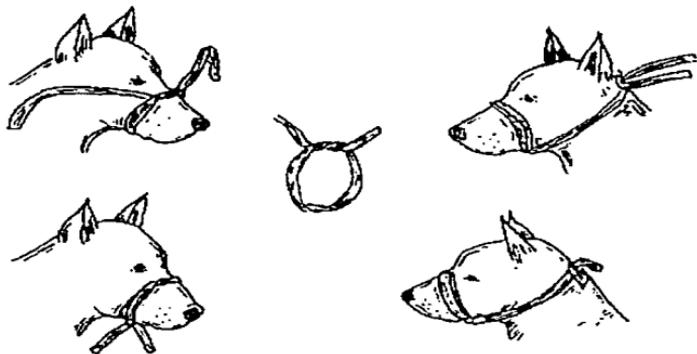


Fig. 2.

Fig. 2: Colocación del bozal temporal.

Tomado de De la Puente (11)



Fig. 3.

Fig. 3: Sujeción para aplicar una inyección Intravenosa

Tomado de De la Puente (11)



Fig. 4a.



Fig. 4b.



Fig. 4c.

Fig. 4a: Sujeción correcta de un gazapo.

Fig. 4b: Forma correcta de cargar y sujetar a un conejo pesado.

Fig. 4c: Sujeción de un conejo adulto.

Tomado de De la Puente (11)



Fig. 5a.



Fig. 5b.

Fig. 5a: Forma de tomar a la rata para sujetarla.  
Fig. 5b: Sujeción de una rata.

Tomado de De la Puente (11)



Fig. 6a.

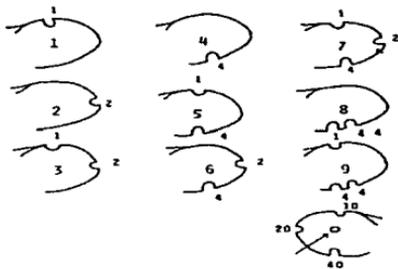


Fig. 6b.



Fig. 6c.

Fig. 6a: Sujeción de un ratón.

Fig. 6b: Cógigo de muescas para identificación permanente en rata y ratón.

Fig. 6c: Ejemplo de un animal con muescas, corresponde al número 16.

Tomado de De la Puente (11)



Fig. 7a.



Fig. 7b.

Fig. 7a: Sujeción correcta de un ovino para la trasquila o recorte de pezuñas.  
Fig. 7b: Recorte de pezuñas.

Tomado de De la Puente (11)

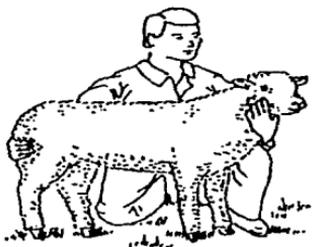


Fig. 8a.



Fig. 8b.

Fig. 8a: Sujeción correcta de un ovino.  
Fig. 8b: Sujeción para trabajo en manadas.

Tomado de De la Fuente (11)



Fig. 9. Preparación del paciente para realizar la toracotomía.



Fig. 9. Incisión a nivel del espacio intercostal adecuado, se incide tejido subcutáneo, músculos y se expone la pleura parietal.



Fig. 9. Incisión de la pleura parietal y abordaje a la cavidad torácica.



Fig. 10. Neumonectomía, pulmón listo para ser seccionado.

Fig. 9. Toracotomía. Tomado de Usón (28)

Fig. 10. Neumonectomía. Tomado de Giudicelli (13)



Colocación del instrumental de sutura en el área a seccionar.



Cierre del instrumento de sutura y resección de la porción afectada con bisturí.

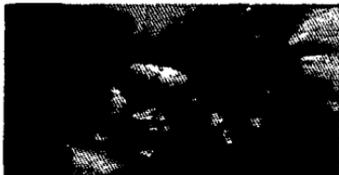


Disparo del instrumento de sutura, posiciona una doble hilera de grapas que asegura una hemostasis y un sellado perfecto del área de corte.



Se comprueba que no existan fugas aéreas ni sangrado in situ.

Fig 11. Lobectomía en perros. Tomado de Usón (28)



Disección roma para la visualización de la arteria, vena y bronquio del lóbulo a seccionar.



Se refieren las tres estructuras con material de sutura, para separarlas y se dispara el instrumento cuidando que no queden demasiado juntas, ni encimadas.



Disparo del instrumento de sutura, coloca una triple hilera de grapas, con lo que se obtiene una oclusión y una hemostasis perfecta.

Fig. 12. Lobectomía en perros. Tomado de Usón (28).



Corte con tijera entre las dos líneas de grapas.

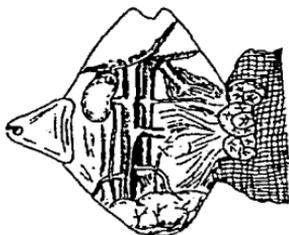


Superficie de corte limpia y sin fugas aéreas, ni hemorragia.

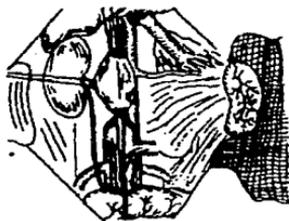


Se comprueba *in situ* que la sutura no tenga fugas aéreas ni hemorragia y se efectúa el cierre convencional.

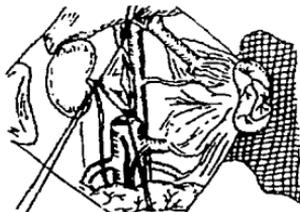
Fig. 13. Lobectomía total en perros. Tomado de Usón (28).



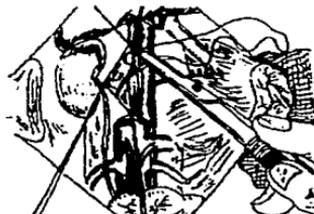
Se anestesia y posiciona a la rata en decúbito dorsal. Incisión media xilopúbica por medio de la cual se expone los órganos intra-abdominales, se separan las asas intestinales con una gasa humedecida en solución salina.



Se colocan dos puntos de sutura transitorios en la vena cava para bloquear la circulación y se mantienen tensas durante el proceso quirúrgico.

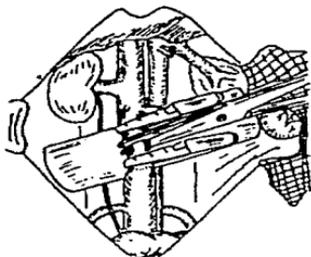


Venotomía longitudinal de la vena cava, de una longitud aproximada de 4 a 5 mm., se irriga el interior del vaso con solución salina.

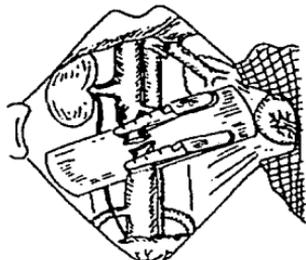


Para la sutura se emplea seda trenzada calibre 7-0 en forma de surgete continuo, iniciando en uno de los vértices indistintamente.

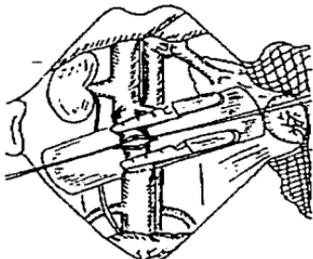
Fig. 14. Venotomía longitudinal y sutura de vena cava. Tomado de Cortés (9)



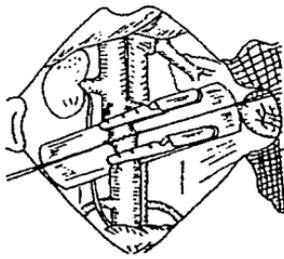
La colocación y la preparación de la rana es igual que en la anterior fig. Corte transversal de la vena cava.



Se irrigan con solución salina cada uno de los extremos del vaso y continúa con la anastomosis.



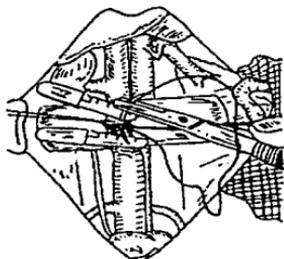
Para la sutura se utiliza nylon calibre 8-0 y se coloca un punto en cada uno de los vértices de ambos lados del vaso seccionado.



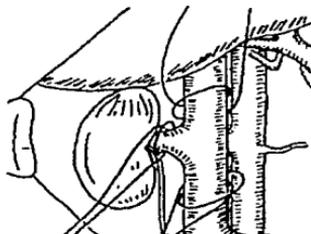
Efectuando una ligera tensión lateral, se continúa con la anastomosis con un surgete continuo, primero la cara anterior. (continúa en la siguiente página.)

Fig. 15. Anastomosis término-terminal de vena cava. Tomado de Cortés (9).

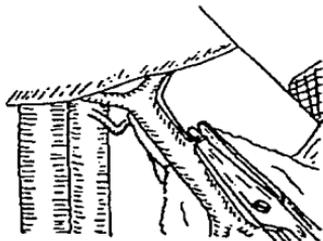
**ESTA TESIS NO DEBE  
SALIR DE LA BIBLIOTECA**



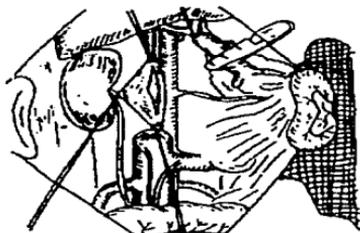
Y se finaliza la anastomosis término-terminal de vena cava en la cara posterior del vaso.



Colocación de los nudos transitorios aún sin bloquear la circulación.

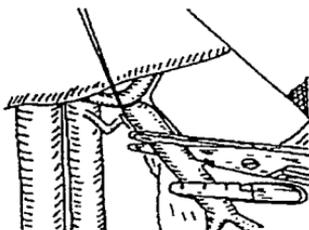


Disección roma y liberación de la porta.

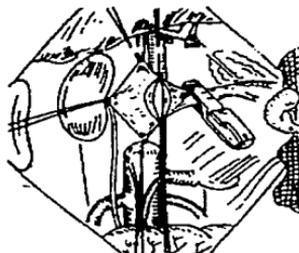


Se bloquea la circulación de la cava y de la renal y se efectúa una venotomía longitudinal.

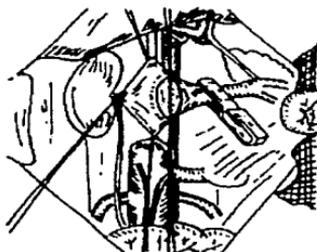
Fig. 16. Anastomosis portocava término-terminal. Tomado de Cortés (9).



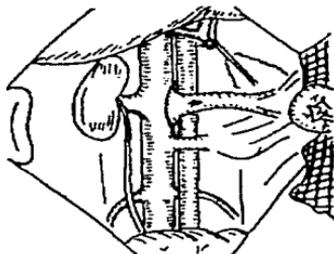
Se hace un nudo en la porción proximal de la porta y se coloca un clamp en su porción distal, se realiza un corte transversal y se comienza con la anastomosis término-lateral.



Se colocan dos puntos en ambos vértices de los vasos seccionados para fijarlos y se inicia la sutura de ambos vasos con surgete continuo, por ambas caras.

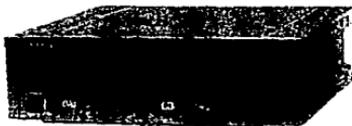


Se inicia la sutura por la cara posterior, ya que no es posible rotar los vasos.



Una vez terminada la sutura se cortan los hilos y se liberan en orden las ligaduras de la vena renal así como la distal y proximal de la vena cava y al final el clamp de la porta.

Fig. 17. Anastomosis portocava término-lateral. Tomado de Cortés (9).



Fuente de luz de Xenón.

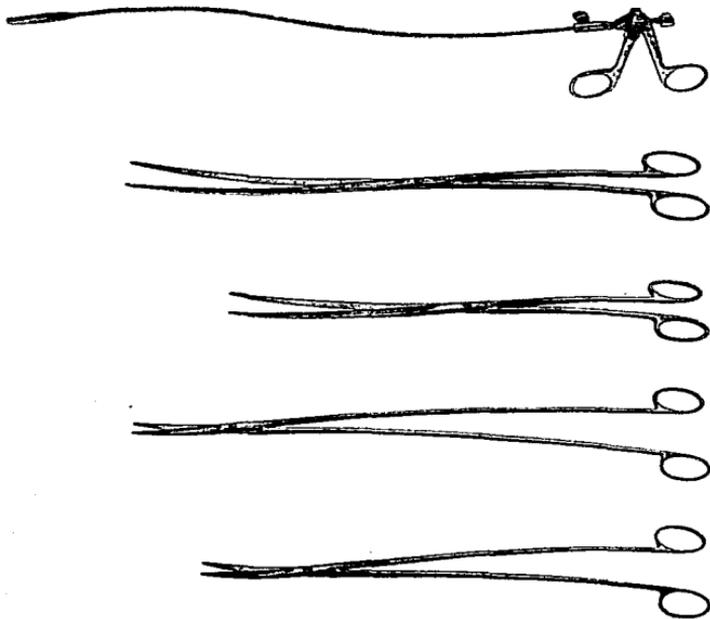


Gula de luz de fibra óptica y videocámara.



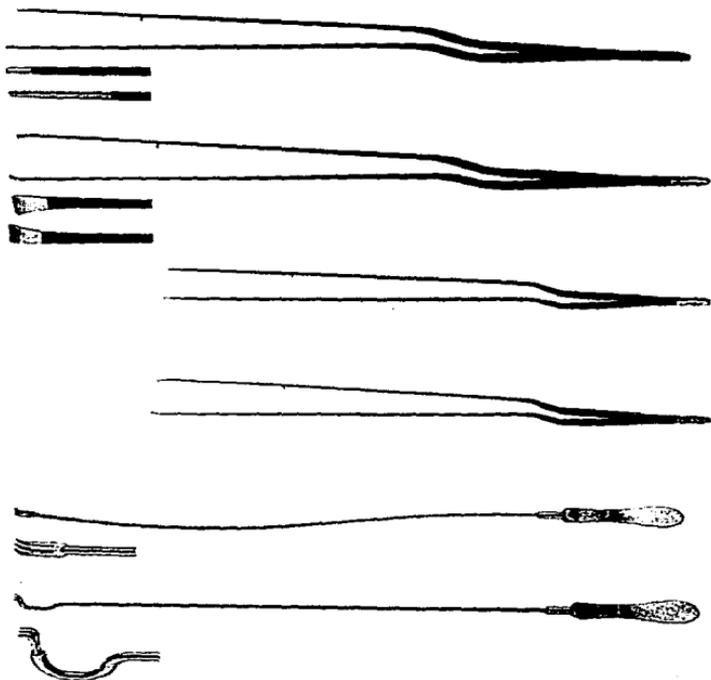
Videogradora-Impresora.

Fig. 18. Equipo básico para cirugía de mínima invasión



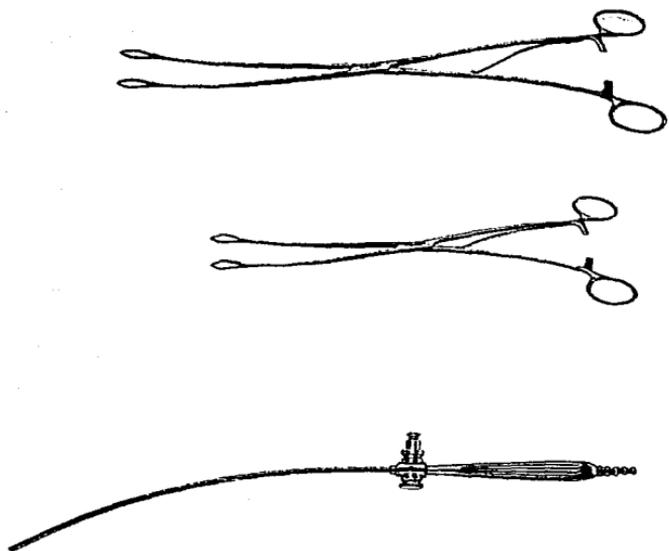
Pinzas y Tijeras.

Fig. 19. Equipo básico para cirugía de mínima invasión.



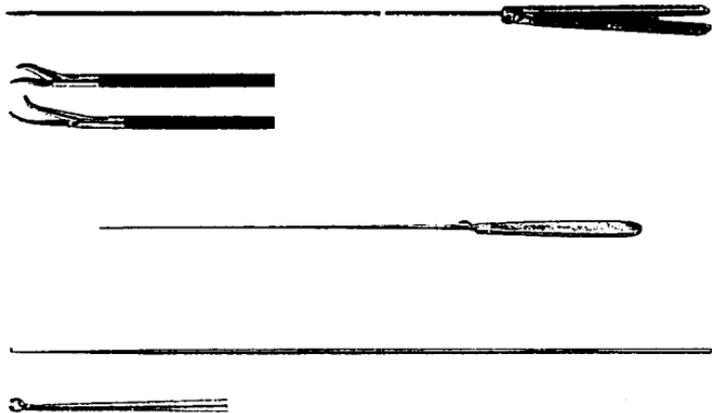
Pinzas y separadores.

Fig. 20. Equipo básico para cirugía de mínima invasión.



Pinzas.

Fig.21. Equipo básico para cirugía de mínima invasión.

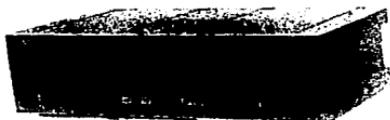
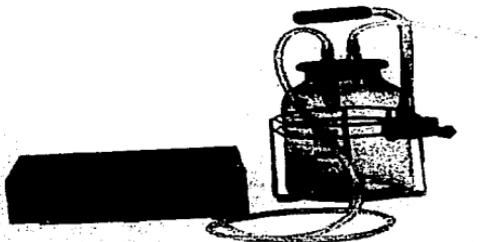


Pinzas para fibroscopio.

Fig. 22. Equipo básico para cirugía de mínima invasión.

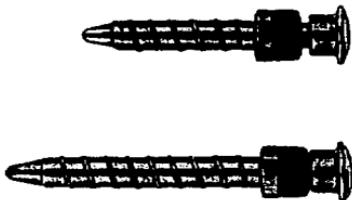


Monitor de alta resolución.

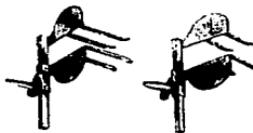
Insuflador de CO<sub>2</sub>.

Irrigador-aspirador

Fig. 23 Equipo básico para cirugía de mínima invasión.



Trocars.



Separador de costillas automático.

Fig. 24 Equipo básico para cirugía de mínima invasión.