

19
Zer



**UNIVERSIDAD NACIONAL
AUTONOMA DE MEXICO**

**FACULTAD DE ESTUDIOS
SUPERIORES CUAUTITLAN**



Manual de prácticas para el Laboratorio de Fisiología Veterinaria

T E S I S

**QUE PARA OBTENER EL TITULO DE:
MEDICA VETERINARIA ZOOTECNISTA**

**P R E S E N T A:
MARIA BERENICE CARMONA MARTINEZ**

**A S E S O R:
MVZ RUBEN TREJO RODRIGUEZ**

CUAUTITLAN, IZCALLI, EDO. DE MEXICO

1995

FALLA DE ORIGEN



Universidad Nacional
Autónoma de México

UNAM



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 está 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.



UNIVERSIDAD NACIONAL
AVENIDA DE
MEXICO

FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES CUAUTITLAN
UNIDAD DE LA ADMINISTRACION ESCOLAR
DEPARTAMENTO DE EXAMENES PROFESIONALES

ASUNTO: VOTOS APROBATORIOS

DR. JAIME KELLER TORRES
DIRECTOR DE LA FES-CUAUTITLAN
P R E S E N T E .

AT'N: Ing. Rafael Rodríguez Ceballos
Jefe del Departamento de Exámenes
Profesionales de la F.E.S. - C.

Con base en el art. 28 del Reglamento General de Exámenes, nos permitimos comunicar a usted que revisamos la TESIS TITULADA:

"Manual de prácticas para el laboratorio de
Fisiología Veterinaria"

que presenta la pasante: María Berenice Carmona Martínez
con número de cuenta: 8640000-2 para obtener el TITULO de:
Médica Veterinaria Zootecnista

Considerando que dicha tesis reúne los requisitos necesarios para ser discutida en el EXAMEN PROFESIONAL correspondiente, nuestro VOTO APROBATORIO.

A T E N T A M E N T E .

"POR MI RAZA HABLARA EL ESPIRITU"

Cuatitlán Izcalli, Edo. de Méx., a 6 de Junio

PRESIDENTE	<u>MVZ. Rubén Irujo Rodríguez</u>
VOCAL	<u>MVZ. Othón Straffon Muris</u>
SECRETARIO	<u>MVZ. Angel Rodríguez Valtierra</u>
PRIMER SUPLENTE	<u>MVZ. Jorge Muñoz Muñoz</u>
SEGUNDO SUPLENTE	<u>MVZ. Ma. Luz Montero Villeda</u>

U. N. S. R. M.
FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES CUAUTITLAN

EXAMENES PROFESIONALES
MAY 1994

EXAMENES PROFESIONALES DE SEÑALES
Jorge Muñoz Muñoz

A. L. G. D. G. A. D. U.

A mis Padres:

Armando Carmona Caamaño.
Beatriz Martínez de Carmona.

A mis hermanos:

Nora María Carmona de S.
Armando Carmona Martínez.
Rolando Carmona Martínez.
Martha Alicia Carmona de R.
Ivan Sergio Carmona Martínez.
Gabriela Beatriz Carmona Martínez.
Victor Hugo Solórzano Carmona.
Armando Javier Solórzano Carmona.

Por formar parte de una hermosa familia.

Gracias

A la memoria de:

Sra. María Caamaño Flores.

Sra. Isolina Sobrino Campos.

Agradezco muy especialmente al M.V.Z. Rubén Trejo Rodríguez la ayuda que me brindó para la realización de la presente tesis.

Da Ser ser el mejor

Buscar y luchar
Encontrar y no rendirse.

Veniamin Kaverin.

I N D I C E

	Pag.
Resumen	2
Introducción	3
Objetivo general	5
1. Requisitos (objetivo)	6
1.1 Investigación documental y redacción	7
1.2 Fosología	13
1.3 Manejo de animales de laboratorio	22
1.4 Vías de administración	44
2. Prácticas (objetivo)	51
2.1 Sistema nervioso autónomo: Estimulación vagal ..	52
2.2 Aparato reproductor: Respuesta uterina a la aplicación de oxitocina	63
2.3 Electrocardiograma	68
2.4 Sistema endócrino: Concentración de glucosa en sangre	73
Bibliografía	78
Índice de figuras	82
Índice de cuadros	83

R E S U M E N

Este manual es para los estudiantes que asisten al laboratorio de la asignatura de Fisiología Veterinaria, y realizan determinadas actividades prácticas, cuya finalidad consiste en inducirlos a diseñar nuevos proyectos experimentales en las diversas especies de animales domésticos, propiciando la identificación, el manejo y la medición correcta de las diferentes variables que pueden estar involucradas en un determinado experimento. Así como orientarlos en el manejo de algunos animales de laboratorio y en la presentación de un reporte final de lo realizado.

En la presentación de cada una de las prácticas se incluye una información básica y una serie de prerrequisitos, que servirán como punto de partida para la ejecución de éstas.

También en la parte final se hace la sugerencia de un método estadístico para interpretar los resultados.

INTRODUCCION

La Fisiología es la ciencia que estudia las funciones integrales de todas las partes del cuerpo; aparatos, órganos - sistemas, tejidos, células, y componentes celulares, incluyendo los procesos bioquímicos y biofísicos (7,12).

Para entender los procesos fisiológicos, es necesario analizarlos desde un punto de vista objetivo y profundo, mediante la realización de diversos experimentos en animales vivos, los que requieren ser anestesiados para eliminar el dolor y así apreciar mejor las funciones tanto normales como anormales del organismo, incluyendo los cambios del ambiente externo e interno, cambios de temperatura y efectos que produzcan los fármacos utilizados (12).

La fisiología dispone de muchos agentes químicos para influir sobre el medio del animal que se utiliza en experimentos, adaptando el equipo adecuado al tipo de respuesta que se desee obtener, registrando la actividad del individuo en conjunto o de alguna de sus partes (12,14).

Para ello se utiliza el fisiógrafo, el que fué diseñado y construido en el laboratorio de Biofísica del Departamento de Fisiología de la Escuela de Medicina Baylor University. Con este aparato, ahora el estudiante puede realizar investigaciones antes factibles sólo en centros de investigación especializada, y verificar aquellos que se realizaron con el químico gráfico, con mayor precisión y en una fracción de tiempo menor (16).

Con el fisiógrafo el alumno puede obtener simultánea - mente registros directos en tinta de una o más variables fisiológicas. No existe restricción en cuanto al tipo de medida a realizar, pues con la adecuada elección de transductores, es posible organizar cualquier grupo de variables para su registro simultáneo.(16)

OBJETIVO GENERAL:

Elaboración de un manual de prácticas que apoye la asignatura de Fisiología Veterinaria, en el manejo correcto de las distintas variables que se encuentran involucradas en un experimento, encontrando un significado de los resultados para obtener conclusiones a partir de éstos.

1. REQUISITOS

Esta primera parte de la tesis tiene como objetivo el que los alumnos obtengan los conocimientos básicos para:

- Realizar correctamente repertes de práctica.
- Realizar el correcto manejo y sujeción de una rana, un ratón, y un conejo, así mismo saberlos sexar e identificar.
- Adquirir la habilidad de desificación de sustancias o fármacos.
- Y utilizar correctamente las distintas vías de administración.

Con la finalidad de facilitar el trabajo al momento de la experimentación.

1. REQUISITOS

1.1. INVESTIGACION DOCUMENTAL Y REDACCION

OBJETIVO PARTICULAR: Indicar al alumno los pasos a seguir, para encontrar la información documental que requiere para el desarrollo de un trabajo experimental así como para elaborar el reporte de práctica.

INFORMACION BASICA

La investigación no es una ciencia, se trata de una técnica que se logra con el manejo de los métodos propios de las disciplinas que integran el conocimiento humano con el acopio y el discernimiento de datos que pueden aprovecharse en un enfoque personal y novedoso del asunto que hayamos elegido.

El ser humano es curioso por naturaleza, investiga constantemente con diferentes objetivos y con diferentes grados de profundidad.

La investigación se puede entender como el acto de indagar algo, reunir datos en torno a un asunto, ampliar los conocimientos que se poseen con respecto a cualquier tema (23)

Para realizar cualquier tarea, se necesita determinar primero lo que se propone lograr, es decir mediante el planteamiento de una hipótesis; el conocimiento verdadero no puede ser posesión de datos aislados y desordenados. Además de poseer datos hay que ordenarlos y ésto se conoce como método (5,23).

TECNICAS DE INVESTIGACION DOCUMENTAL

El ser humano está en constante observación de los hechos y quién sistematiza los hechos observados es la metodología ,

que es el estudio crítico del método.

Método es el procedimiento o serie de pasos que nos llevan a obtener conocimientos. (4)

Técnicas son esos pasos que ayudan al método a obtener su propósito (5,6,23).

Los procedimientos para la elaboración de trabajos de investigación son:

1) Plan de trabajo : Se debe elegir y delimitar el tema, plantear hipótesis de acuerdo al esquema de trabajo con las partes del prólogo e informe final, y señalar el tiempo de realización con los problemas con los que se pudiera encontrar el investigador durante el desarrollo del trabajo.

Para elegir el tema se debe contar con imaginación, creatividad para poder escogerlo a nuestro gusto y en función al interés que produzca.

2) Recopilación del material: A continuación se describe una serie de pasos que serán de utilidad para que al asistir a la biblioteca el alumno pueda encontrar la información que necesita sobre un determinado tema.

La información puede ser encontrada en libros, revistas y tesis recurriendo a la consulta manual o a la consulta electrónica.

Consulta manual.

La ubicación de los libros, revistas y tesis, para la carrera de Medicina Veterinaria se sitúa en la parte superior de la biblioteca. Para la rápida localización de los libros en los estantes se recurre a la consulta de las fichas bibliográficas que se encuentran ordenadas por título, tema o autor, cada una

contiene una clave que indicará el estante en donde se localiza el libro.

Para la localización de las revistas se recurre al empleo del Index que es un libro que contiene las revistas ordenadas por autor e palabra, indicando el año, nombre de la revista, volumen y página en donde se localizará la información.

Las tesis se localizan en la hemeroteca y el tema que se requiera deberá buscarse en el catálogo manual e fichas bibliográficas que se ordenan por tema, título e autor.

Consulta electrónica

Mediante esta forma se hace la búsqueda de dos formas:

Busqueda a nivel general: Paso 1 - Se consulta el catálogo electrónico de los libros para saber cual se empleará.

2- Se localizará el estante correspondiente y se consultará el libro.

Busqueda especializada : La información obtenida mediante esta forma es reciente, fresca y específica.

Paso 1- Asistir a la sala de consulta especializada ubicada en la parte baja de la biblioteca.

Paso 2- Concertar cita. Los alumnos deberán indicar que temas requerirán y se les dará la base de datos que pudieran serles de utilidad.

Paso 3- Al acudir a la cita los alumnos deberán presentar un listado de palabras referentes al tema traducidas al inglés, para consultar la base de datos dependiendo del tema.

Pase 4- Con lo anterior se obtendrá un número determinado de referencias, y que deberán ser seleccionadas.

Pase 5- Se analiza la información y se hace una nueva selección para obtener el artículo original en impresión.

Vía red Internet; Esta proporciona información de distintas Universidades, escuelas o instituciones del mundo entero

Pase 1- Se Debe concertar cita en la sala de consulta especializada (Preferentemente se proporciona en la tarde)

Pase 2- Se selecciona la universidad y se direcciona con una clave.

Pase 3- Se busca el tema y una vez localizado se imprime.

Esta información es adicional a la base de datos.*

Una vez obtenida la información sobre el tema requerido para la realización del trabajo, se deben registrar todas las fuentes que serán utilizadas para elaborarlo. Este puede hacerse mediante el empleo de fichas, recomendando las siguientes:

Medida- 3 X 5 pulg (7.6 X 12.7 Cm)

Contenido- a) Nombre del autor indicando el apellido paterno primero.

b) Nombre del libro completo y subrayado.

c) Traductor y preloguista.

d) Número de volumen, edición y año.

e) Lugar de impresión, editor, editorial y

* Información obtenida en el Departamento de Biblioteca de la FES-C

Número de página (5,15)

Estos datos son importantes para la utilización de las referencias cruzadas, estas indicarán la fuente bibliográfica e hemerográfica de donde fué tomada la información.

Ficha de trabajo.

Una vez localizada y registrada la información de los datos del libro, se procederá a concentrar la información en las fichas de trabajo.

Medida 22 X 13.5 cm

Contenido - a) Título

- b) Referencia iniciando por el apellido del autor, título de la obra, páginas en donde se encuentra la información.
- c) Resumen, idea, fechas, citas textuales.
- d) Comentarios. (5,15)

Elaboración del reperte: Una vez concentrada la información se procede a ordenar las fichas conforme al esquema del trabajo, se vacían e redactan para darle cuerpo al mismo. (5)

Redacción final: Redactar equivale a ordenar y ordenamos nuestros pensamientos utilizando la lógica, para transmitir nuestros conocimientos debemos hacerlo conforme a nuestro sistema de comunicación sujetándonos a las normas gramaticales (4,5).

Presentación: Ya hecha la redacción se procederá a la presentación de originales con las siguientes características:

- a) Hoja carta: cuartilla.
- b) 60 a 63 golpes por línea y 27 líneas a doble espacio

y a triple en máquinas de tipo pequeño.

- c) Guía de identificación.
- d) Numeración al centro.
- e) Engrapado y en folder simple. (4,5,15)

Para la presentación de un reperto de práctica se considerarán los siguientes puntos:

- 1) Título. Debe dar la identidad al trabajo y ser breve aunque suficientemente claro como para indicar el problema que se investiga.
- 2) Información básica e introducción. Debe dar a conocer la naturaleza y el propósito de la investigación contando con la información bibliográfica acerca del tema.
- 3) Análisis y evaluación de los resultados. Es la interpretación obtenida al finalizar la experimentación, se analizan y evalúan los registros obteniendo los datos para el análisis estadístico correspondiente.
- 4) Conclusiones. Son las consecuencias, los aspectos más importantes, breves y sintetizados de los acontecimientos del experimento, basándose en opiniones sobre hechos comprobados.
- 5) Bibliografía. Sirve para dar a conocer hechos, opiniones o sugerencias de valor expuestas por otros autores, y que tienen relación con el tema en estudio, auxiliar en la interpretación de resultados.

1.2 FOSOLOGIA

OBJETIVO: Adquirir la habilidad para dosificar fármacos en forma práctica.

INFORMACION BASICA.

La farmacología y la medicina evolucionan juntas, incluyendo en esa misma evolución a los medicamentos, los que se obtuvieron primeramente de plantas, minerales y órganos de animales, y ahora los más recientes obtenidos sintéticamente y cuya acción es específica (13).

Uno de los conceptos de la farmacología establece que la magnitud de la respuesta está en función a la dosis administrada (13,25), y esa respuesta va ligada a la vía de administración, lo que se debe esencialmente a las características de absorción de los fármacos en distintas superficies absorbentes, en esta forma, las vías pueden dar lugar a cambios cualitativos y cuantitativos en la acción de los medicamentos, debiendo introducirlos por la vía adecuada y con la dosis correcta para obtener las concentraciones óptimas en el sitio de acción (20).

Por ello el cálculo de la dosis necesaria del medicamento y frecuencia de administración están en función del conocimiento exacto tanto de las propiedades farmacológicas del medicamento como de la respuesta obtenida (25).

A la rama de la terapéutica que se encarga de la dosifi

cación, se le llama posología. (13, 20, 25)

Teniendo los mismos principios en animales de laboratorio, para la obtención correcta de la dosis, hay que tomar en cuenta una serie de datos del paciente como son : edad, peso, sexo estado patológico, variabilidad biológica, estado nutricional; así mismo revisar las características de los fármacos, su dosis y vía de administración, ya que de estos datos depende la posibilidad de que el paciente obtenga una rápida mejoría, y no haya complicaciones de enfermedad (20).

La dosis entonces es la cantidad de fármaco necesario y suficiente para provocar en un individuo un efecto determinado (20, 25), habiendo varios tipos de dosis, las que se explican a continuación:

Dosis terapéutica; Es la que produce el efecto medicamento deseado en el paciente.

Dosis máxima: Se designa a la mayor que puede ser tolerada sin aparición de efectos adversos o tóxicos.

Dosis tóxica: Es la que produce efectos indeseables peligrosos.

Dosis mortal o letal: Es la suficiente para provocar la muerte.

Dosis media; o dosis efectiva (DE) es aquella que produce un efecto farmacológico determinado en el 50% de una población.

Dosis mortal o media: DL 50, es aquella que provoca la muerte en el 50% de los individuos, este parámetro se toma como índice de toxicidad de una droga.

Dosis usual: Es aquella que pueda esperarse que produzca ordinariamente el efecto terapéutico (13,20).

Para poder dosificar es necesario también poseer un conocimiento exacto de los pesos y medidas.

La farmacopea Internacional y la farmacopea de los Estados Unidos de Norte América, establecen que las drogas sólidas y semisólidas han de ser pesadas y las líquidas medidas en su volumen. La unidad de peso (masa), el Kilogramo cuyo símbolo es Kg corresponde a un standard.

Como ya se dijo, los sólidos se miden en peso y la unidad fundamental en farmacología es el gramo cuyo símbolo es g, acostumbrándose a escribir las fracciones de gramo que siguen a los enteros con dos decimales, por ejemplo 2.50 g. Es conveniente que las fracciones de gramo menores que 1g, se expresen en miligramos (mg) y las fracciones de miligramo menores de 1 mg, se den en microgramos (μ g).

Los líquidos se miden en volumen y la unidad fundamental es el mililitro (ml). Sin embargo es muy común emplear el centímetro cúbico (cm^3), que equivale al mililitro, de manera que ambas unidades pueden usarse indistintamente (20).

NOTACION DEL TANTO PORCIENTO

Existen tres formas;

1) Para soluciones de sólidos o gases en líquidos, por ciento peso volumen, que se abrevia P/V. Es decir gramos del constituyente activo en 100 ml de solución.

2) Para soluciones de líquidos en líquidos, por ciento volúmen en volúmen, que se abrevia V/V , es decir mililitros de una sustancia activa en 100 ml de solución.

3) Para mezclas de sólidos, por ciento peso en peso, que se abrevia P/P es decir, gramos de sustancia activa en 100g de producto final. (20,25).

En ocasiones recurrimos a las mediciones de algún medicamento empleando medidas caseras: Cucharas, copas, tazas o vasos. La equivalencia del sistema métrico como de las medidas caseras se presentan en el cuadro 1.2.1

CONCENTRACION MOLAR

0 molaridad (M), indica el número de moles de soluto (mol o mol-gramo) disueltos en un litro de solución.

Una solución que contiene 1 mol-gramo de soluto en 1 lt de solución se llama MOLAR (M), pudiendo existir soluciones con 2 moles, 3 moles, por litro (2M, 3M,) llamadas 2 molar, 3 molar.

Aquellas que contengan 1/10 , 1/100 de mol por litro indican : 0.1 M, 0.01 M.

1 mol o molécula-gramo de sustancia, es la cantidad de peso expresado en gramos, igual al peso molecular de la sustancia (suma de los pesos atómicos de los elementos de esa molécula expresado en gramos). (6)

NORMALIDAD (N)

Es el número de equivalentes-gramo de solutos disueltos en 1 litro de solución.

Una solución con 1 equivalente-gramo disuelto se denomina NORMAL, representada por N. Las soluciones con 2,3 equivalentes se llaman dos normal (2N), tres normal(3N) y aquellas con 1/10 1/100 de equivalente se indican como: 0.1 N, 0.01 N. (5)

PRERREQUISITOS

1. Como se define a la posología.
2. Para que empleamos a la posología y cual es su importancia.
3. Que es dosis, cuantos tipos hay, y cuales son.
4. Que aspectos hay que tomar en cuenta para una correcta dosificación, tanto del animal como del fármaco a emplear.
5. Como se expresan las concentraciones de los medicamentos.

Unidades de peso y volúmen, con símbolos de acuerdo al sistema Internacional de Unidades. Cuadre 1.2.1

Magnitud	Unidad	Definición o equivalencia	simbolo
Sistema peso Métrico (masa)	Kilo		Kg
	gramo	0.001 kg	g
	Decigramo	0.1 g	dg
	Centigramo	0.01 g	cg
	Miligramo	0.001 g	mg
	Microgramo	0.001 mg	Mcg
Volumen (capacidad)	Litro	Volúmen equiva lente a 1 cm ³	l ml
	Mililitro	0.001 litro	ml
	Centímetro cúbico.	Cubo en 1 cm (0.01 ml) equi- vale a 1 ml	Cm ³
	Milímetro cúbico	0.001 Cm ³	mm ³
Medidas caseras	Volúmen		
	Gota	.5 ml	
	Cda. té	4 ml	
	Cda postre	8 ml	
	Cda sopera	15 ml	
	vaso vino	60 ml	
Taza de té	120 ml		

Datos tomados de la referencia 20

Cuadro 1.2.2

Algunas unidades derivadas del Sistema Internacional.

Cantidad	Nombre de la unidad.	Símbolo de la unidad.
Area	Metro cuadrado	m ²
Depuración	Litro/segundo	lt/seg
Concentración		
a.masa	Kilogramo/litro	Kg/lt
b.substancia	mol/litro	mol/lt
Densidad	Kilogramo/litro	Kg/lt
Potencial eléctri co.	Voltio	V=Kg m ² /seg ³
Energía	Joule	j=Kg m ² /seg ²
Fuerza	Newton	N=Kg m/seg ²
Frecuencia	Hertz	Hz= 1 ciclo/seg
Temperatura	Grados celsius	C = K- 273.15
Volumen	litro	lt = dm ³
	metro cúbico	m ³

Datos tomados de la referencia 14

Cuadro 1.2.3

PREFIJOS ESTANDAR

PRÍFIJO	ABREVIATURA	MAGNITUD
Exa	E	10^{18}
Penta	P	10^{15}
Tera	T	10^{12}
Giga	G	10^9
Mega	M	10^6
Kilo	k	10^3
hecto	h	10^2
deca	da	10^1
deci	d	10^{-1}
centi	c	10^{-2}
mili	m	10^{-3}
micro	μ	10^{-6}
nano	m μ	10^{-9}
pico	P $\mu\mu$	10^{-12}
Femto	f	10^{-15}
atto	a	10^{-18}

Datos tomados de la referencia 14

EJERCICIOS

1. A un gato de 4.5 kg de peso se le requiere administrar clorhidrato de ketamina, cuya dosis terapéutica es de 40mg por kilo de peso, si el producto comercial Ketalar viene al 50% indique la dosis total requerida, y cuantos ml del producto comercial se le administrarán.

2. La atropina para aplicación subcutánea, se expende en una solución al 1%, la dosis para cualquier especie es de - 0.044 mg/kg. A una rata de 200 g de peso se le aplicarán _____ ml del producto comercial.

3. Se deberá tranquilizar a una rata de 230g, con clorhidrato de xilazina (Rompún), si la dosis es de 1mg/kg y el producto viene al 2% cuantos mg y ml se le aplicarán al animal.

4. Cuantos ml de clorhidrato de propiomazina (Combelen) deberás aplicar a una rata de 250g, si el producto comercial viene al 1% y la dosis es de 0.5 a 1mg/kg.

5. Se requiere anestésiar a una rata con pentobarbital sódico, si la dosis de este producto es de 26 mg/kg de peso y viene al 6%, cuantos ml se le aplicarán al animal.

6. Con cuantos ml de Ketamina se anestésiará a un conejo de 2.5 kg, tomando en cuenta que la dosis es de 40 mg/kg y viene al 50%.

1.3 MANEJO DE ANIMALES DE LABORATORIO

OBJETIVOS PARTICULARES: - Adquirir la habilidad del manejo de los animales de laboratorio (rata, ratón y conejo)

- Obtener la destreza necesaria para el sexado de los animales de laboratorio.

- Conocer los diferentes tipos de identificación en los animales de laboratorio.

INFORMACION BASICA

La fisiología al igual que las demás ciencias biológicas se sirven de los animales de laboratorio para usarlos en estudios experimentales. Entre estos animales están las ratas, conejos y ratones, que son entre otros los más utilizados. Estos animales requieren de un manejo adecuado, y es importante indicar que esto facilita la recolección de datos dentro de algún experimento, debiendo hacerse con calma, precaución y seguridad por el investigador, evitando que los animales ataquen por temor, además que se anula el sufrimiento y estress innecesarios (9,24,26,30)

LA RATA DE LABORATORIO

Las ratas son animales relativamente dóciles, resistentes, de bajo costo, saludables, y que satisfacen ampliamente las necesidades del laboratorio. La que se utiliza es la rata albina variedad doméstica de la rata salvaje o Noruega; Rattus norvegicus. En los laboratorios o bioterios las cepas más comunes son: Sprague

Dawley, Wistar y Long-Evans.

Cada una de éstas poseen características que las diferencian entre sí, y se utilizan tanto en la investigación básica como aplicada; producción y control de biológicos, nutrición, estudios toxicológicos, endocrinológicos, inmunológicos. Además es de gran utilidad como material biológico en la enseñanza. (9)

SPRAGUE-DAWLEY

Es una rata albina, tiene la cabeza angosta y la cola más larga que su cuerpo, más prolífica, pero menos resistentes que la Wistar a enfermedades respiratorias. (9) Figura 1.3.1

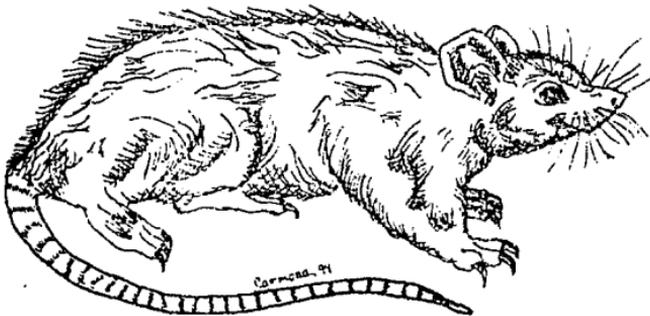
Figura 1.3.1



W I S T A R

Rata albina de cabeza ancha con la cola más corta que su cuerpo, de orejas largas, resistente a ciertas enfermedades respiratorias, pero menos prolífica. (9)
Figura 1.3.2

Figura 1.3.2



LONG - EVANS

Es más pequeña que la rata albina, es de pelo oscuro o negro en algunas partes de la cabeza y del dorso. Más resistente a enfermedades respiratorias que las albinas. Además, tiene los ojos pigmentados, lo que le permite filtrar la luz en forma diferente que las albinas. Figura 1.3.3

Por las características de tamaño, inteligencia, corto periodo de gestación y necesidades nutritivas convencionales hacen de la rata un sujeto ideal para la investigación. (9)

Figura 1.3.3



MANEJO

A) METODO FISICO.

Al manejar al animal por breves momentos, puede hacerse sujetandola por la cola, preferentemente cerca de la base, ya - que de otro modo la piel se desprenderá (9,29). Figura 1.3.4

También puede sujetarse del cuerpo o de una extremidad, una pata por ejemplo.

La manera de sujeción va a depender del tiempo que se - requiera inmovilizar al animal, o si se va inyectar o adminis - trar oralmente algún medicamento.



Figura 1.3.4

Con la sujeción de la cola, podemos trasladar a la rata de una jaula a otra, pero si se requiere de un mayor tiempo de manipulación lo correcto es sujetarla colocando los dedos índice y medio inmediatamente detrás de las mandíbulas, mientras que los dedos restantes se colocan alrededor del cuerpo de la rata (9). Figura 1.3.5

Con este método se pueden aplicar inyecciones intramusculares o intraperitoneales.

Figura 1.3.5



Otra forma de inmovilizar a la rata es colocandole la mano en el lomo; el dedo pulgar e indice serán pasados alrededor del cuello, por detrás de las orejas, la mandíbula se detiene a manera de que pueda mantenerse cerrada y con ello prevenir que la rata mueva la cabeza. Los dedos restantes rodearán el cuerpo del animal extendiendolo lo mejor posible (7)
Figura 1.3.6

Con ratas dóciles esto es sencillo y no estresa al animal, pero no fácil con animales agresivos, y debido a que hay que colocarle la mano en el lomo aumenta el peligro de ser mordidos.

Figura 1.3.6

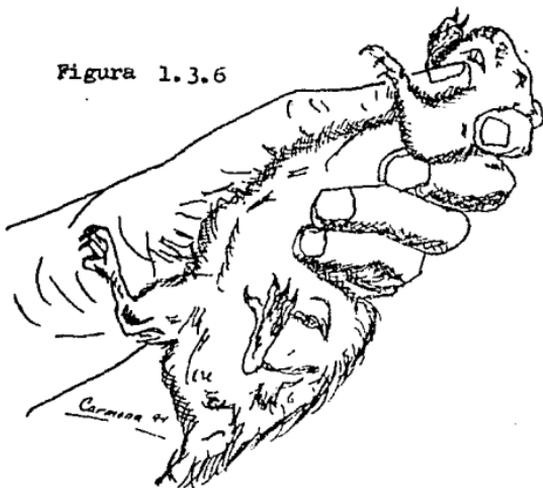


Figura 1.3.7



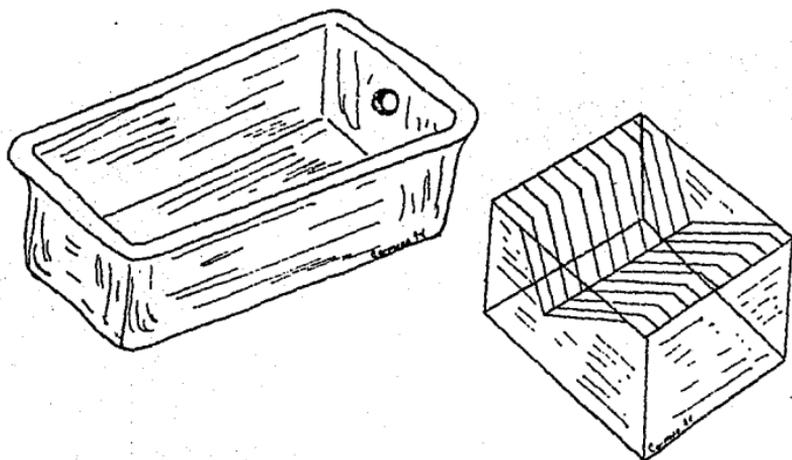
Otro método que se puede practicar para manipular a una rata es el siguiente :

Coloca la mano en el lomo del animal, los dedos índice y pulgar se ponen por detrás de las orejas, sujetando la piel libre de nuca, y con los demás dedos se sujetará la piel del lomo logran do con ello que el animal no pueda moverse. Con este método se pueden aplicar inyecciones intramusculares, subcutánea o intrape- ritoneal, y para la administración oral. Figura 1.3.7 (29)

B) METODO MECANICO

Existen diferentes tipos de jaulas o cajas para contener una rata, las hay de tamaños y formas variadas, tenemos jaulas individuales o colectivas, de compresión o transporte, y están fabricadas con materiales como madera, lámina, alambre, acrílico; recomendando las de plástico o acrílico por ser los más duraderos y fáciles de limpiar. La elección de éstas cajas o jaulas va a depender de las necesidades de cada investigación (9,29)

Figura 1.3.8



- También hay tablas de sujeción para roedores, en donde puede mantenerse al animal inmóvil, ya sea en decúbito dorsal o ventral, sujetando sus cuatro extremidades a cada lado de la tabla. Estas tablas son útiles para la realización de cirugías.
Figura 1.3.9. (9)

Figura 1.3.9



C) METODO QUIMICO

En la actualidad hay tranquilizantes y anestésicos que facilitan el manejo de los animales, pudiendo hacer que un individuo que es agresivo se muestre dócil, pero sin dejar de tomar en cuenta que el comportamiento de un animal anestesiado puede ser impredecible. Los fármacos que pueden emplearse en ratas se muestra en el siguiente cuadro. (7,9)

Cuadro 1.3.1

Tranquilizante	Nombre comercial	Dosis
Clorhidrato de xilazina	Rompún	1 mg/Kg
Clorhidrato de propiomazina	Combalén	0.5 a 2mg/kg
Anestesia fija		
Pentobarbital Sódico	Anestesal	40mg/Kg dosis x
Ketamina	Ketavet	50mg/Kg
Anestésico volátil	Eter	Depende del método empleado.

Datos tomados de las referencias 9,12 y 20.

EL CONEJO DE LABORATORIO

El conejo es usado como herramienta de estudio, específicamente determinado para conocer parámetros fisiológicos, lo cual se cumple utilizando al animal genéticamente definido y con

trolando estrictamente su reproducción (30). Al igual que las ratas, los conejos son dóciles, fuertes y sus requerimientos alimenticios no son excesivos.

MANEJO

A) METODO FISICO

Se recomienda tomar al conejo de la porción libre de piel de cuello y nuca con una mano, y con la otra mano darle soporte tomando sus patas, controlando con esto el movimiento de sus piernas. Figura 1.3.10

Figura 1.3.10



Otra forma de controlar el movimiento de la cabeza es su jetando aparte de la piel libre de cuello y nuca, a las orejas. No se recomienda tomarlos por la piel del lomo puesto que se le puede ocasionar daño en la misma. Figura 1.3.11

Figura 1.3.11



B) METODO MECANICO

Existen dos aparatos para contener a los conejos:

- 1) Tabla de contención o sujeción.
- 2) Cajas o jaulas de contención.

La tabla para contención, Figura 1.3.12 , es utilizada para cirugías o para manipulaciones que involucren la superficie vertebral del animal.

En ésta se debe tomar la precaución de no excitar al

conejo cuando se coloque en la tabla, ambas piernas deben sujetarse firmemente para prevenir el movimiento excesivo, sin llegar a causarle daño en la parte inferior, la cabeza puede ser completamente inmovilizada envolviendola con un vendaje de tela y sujeta a la tabla. Figura 1.3.13

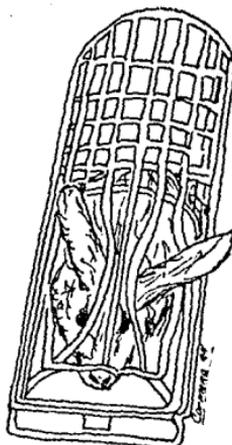
Figura 1.3.12



Figura 1.3.13



Figura. 1.3.14



Las cajas de manejo. Figura 1.3.14, son usadas principalmente para la manipulación de orejas y cabeza. Existen variaciones de la caja de manejo con el fin de tener control sobre el área que se necesita exponer. Algunas cajas presentan perforaciones alrededor de los ojos u orejas, o algunas otras con el fin de poder aplicar inyecciones intraperitoneales o para la administración de fluidos intravenosos por periodos más o menos prolongados. (30)

C) METODO QUIMICO

Los conejos se consideran la especie más impredecible para anestésiar por tres factores:

- 1) El centro respiratorio del conejo es muy sensible al efecto paralizante del anestésico.

2) El rango entre dosis anestésica y letal es muy estrecha.

3) El rango de variabilidad de la dosis entre depresión y anestesia convencional es muy grande entre conejo y conejo, por lo tanto se debe individualizar. (30)

Los fármacos que se pueden emplear se muestran en el siguiente cuadro.

Cuadro 1.3.2

Anestesia inhalada.	Dosis Depende del método a utilizar.	Nombre comercial
Anestesia fija Pentobarbital sódico.	20 a 40 mg/kg	Anestosal
Ketamina	5 a 50 mg/kg	Ketavet

EL RATON DE LABORATORIO

El ratón es utilizado en todo el mundo por su fácil alimentación, por su fácil cuidado, y por su corta gestación. Resistente a enfermedades, y con una larga actividad reproductiva puede producir más de 10 camadas y más de 100 crías. (9,25)

MANEJO

A) METODO FISICO

La sujeción de los ratones se hace difícil por el tamaño, además que estos animales poseen una grán habilidad para escaparse. De cualquier manera, al igual que en ratas se necesitará una grán experiencia para sujetarlos.

Pueden sujetarse de la cola para trasladarlos de una jaula a otra. Figura 1.3.15 , si se requiere inmovilizarlos por un periodo más prolongado se deberá hacer de la siguiente manera:

Figura 1.3.15



Tomarlos por la piel libre de cuello y nuca, con los dedos pulgar e índice, y de la piel libre de lomo con los dedos restantes, pudiendo colocar la cola en el dedo meñique, para asegurar que no pueda voltearse. Figura 1.3.16

B) METODO MECANICO

Se utilizan jaulas o cajas de contención al igual que las tablas de sujeción. Los diseños son iguales para ratas como para ratones.

C) METODO QUIMICO

El manejo químico de los ratones es el mismo que se emplea en ratas. (ver cuadro 1.3.1)

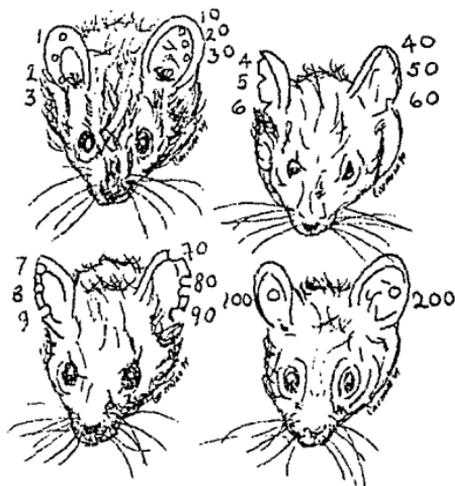
Figura.1.3.16



IDENTIFICACION

Cuando se lleva a cabo un experimento con varios animales, es necesario identificarlos para diferenciar cada lote, cada jaula, cada anaquel o cada animal con que se está trabajando (9, 25).

Figura 1.3.17



Hay varias formas de identificación, pero se debe elegir el más seguro y de lectura fácil. Pueden utilizarse collares pero son poco prácticos, o colorantes, recomendando que no sean tóxicos (9), y vegetales de preferencia.

Las marcas se clasifican en permanentes y temporales.

En conejos y ratones la manera de identificación se basa principalmente en la utilización de colores, los que se colocan en el pelo y dependiendo de la zona es la clave que le corresponde.

Visto al animal boca abajo se marcará colocando una mancha pequeña de colorante en las zonas y órden siguientes:

- Ca (cabeza)
- Md (mano derecha)
- Mi (mano izquierda)
- Lo (lomo)
- Pd (pierna derecha)
- Pi (pierna izquierda)
- Co (cola)

Pudiendo combinarse si es que tuvieran que marcar más animales.

En las ratas se emplean los colorantes, pero también se utiliza el muesqueo, que se hace en las orejas, basado en un código numérico y es recomendable por presentar mayor seguridad de identificación (9, 25) Figure 1.3.17

La identificación del animal através de la jaula o anaquelel, se realiza por medio de la utilización de tarjetas, etiquetas o pinturas. El inconveniente de este sistema es el extravío o cambios de tarjetas o etiquetas. (25)

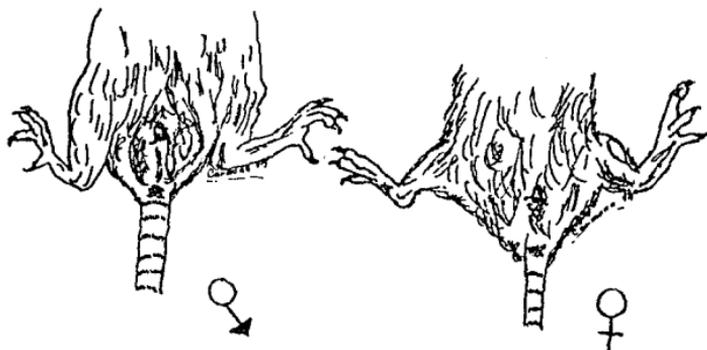
SEXADO

La realización de ésta actividad es importante, tanto en el control de poblaciones, como en el control experimental, en virtud de que el sexo influye en la respuesta farmacológica y fisiológica. (25)

La forma de hacerse, es levantando al animal de la cola a manera de que pueda ser vista la zona urogenital.

Aunque los testículos en ratas y ratones son evidentes desde temprana edad, la forma de sexarlos es observando la distancia más corta en las hembras entre la papila urogenital y el esfínter anal. (9,25,26,30) Figura 1.3.18

Figura 1.3.18



PREREQUISITOS

1. Define que es manejo, aplicado a los animales de laboratorio.
2. Cual es la manera más segura de sujetar a una rata, a un ratón y a un conejo. Explica
3. Como se realiza el sexado en los roedores.
4. Cuantos tipos de identificación hay para animales de laboratorio y cuales son.
5. Cuantos tipos de contención hay para contener a un animal de laboratorio.

MATERIAL (Per equipo)

BIOLOGICO: Ratas (hembras y machos).

RATONES Ratones (hembras y machos)

Conejos (hembras y machos)

EJERCICIOS

Cada equipo deberá realizar el manejo físico en los animales (rata, ratón y conejo), teniendo la precaución de no lastimarlos, así mismo se identificará el sexo de cada uno de ellos.

Se deberá pedir al profesor que asesore a cada equipo.

1.4 VIAS DE ADMINISTRACION

OBJETIVOS PARTICULARES: Conocer las vías de administración de fármacos en los animales de laboratorio y los sitios de punsión para cada una de ellas.

Obtener la habilidad para la correcta introducción de la aguja.

INFORMACION BASICA

Los fármacos presentan por lo general más de una vía de administración, debiendo tomar en cuenta cual de esas vías es la adecuada para el caso que se presente (19), considerando también que la respuesta de un individuo es diferente a la respuesta de otro individuo (9); mientras que algunos animales no son afectados por el fármaco, otros pueden sufrir de una sobredosis.

La vía de administración será entonces los caminos por los cuales se pone en contacto un fármaco con el organismo y - que éste actúe en un determinado lugar (19,20).

Las vías de administración se clasifican en:

Mediatas e inmediatas: de acuerdo a la rapidéz con que se absorban los fármacos.

Locales e sistemicas: Si el efecto que se observa es en el mismo lugar donde se administró e si se requiere que exista un proceso de absorción y distribución para que se obtenga el efecto deseado.

Enterales (oral) y parenterales: al sitio del organismo en donde se coloca el fármaco. (20,25).

Las vías más utilizadas en los animales de laboratorio para las prácticas del presente manual son : Intraperitoneal (IP) intramuscular (IM), Subcutánea (SC) e intravenosa (IV).

INTRAPERITONEAL (IP)

El sitio de punción se localiza dentro del cuadrante inferior izquierdo del abdomen, ya que esta área no contiene órganos vitales excepto al intestino delgado, en contraste con el cuadrante bajo derecho que contiene al ciego. El cuadrante superior del abdomen se considera de riesgo para inyectar ya que ahí se localiza el hígado, estómago y bazo.

La manera de colocar al animal (Figura 1.4.1) es boca abajo para que por gravedad bajen las visceras, la aguja se introduce diagonalmente con cuidado para evitar perforar alguna asa intestinal (9,26,29,30).

Figura 1.4.1



Vía de administración Intraperitoneal.

INTRAVENOSA (IV)

Esta vía es la más rápida para conseguir un nivel sanguíneo elevado del fármaco. Por ésta deben inyectarse solamente soluciones acuosas, pues tanto las soluciones oleosas, como las suspensiones de sólidos, ocasionan embolias.

En la rata pueden usarse la vena lateral de la cola, pero por su diámetro tan pequeño se requiere de mucha precisión lo que presenta dificultad para realizarse (9,29,30)

En cirugía puede recurrirse a la disección de la vena yugular, pero teniendo en cuenta que el animal en la mayoría de las ocasiones deberá ser sacrificado, esto es en experimentación.

Las venas tarsal y cefálica, aparte de la oreja en el conejo, son otras rutas para administrar algún compuesto.(30)

INTRAMUSCULAR (Im)

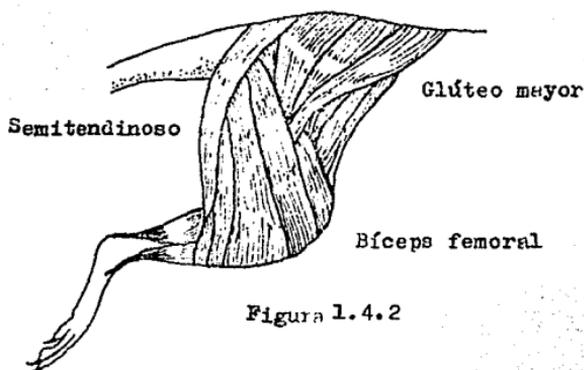


Figura 1.4.2

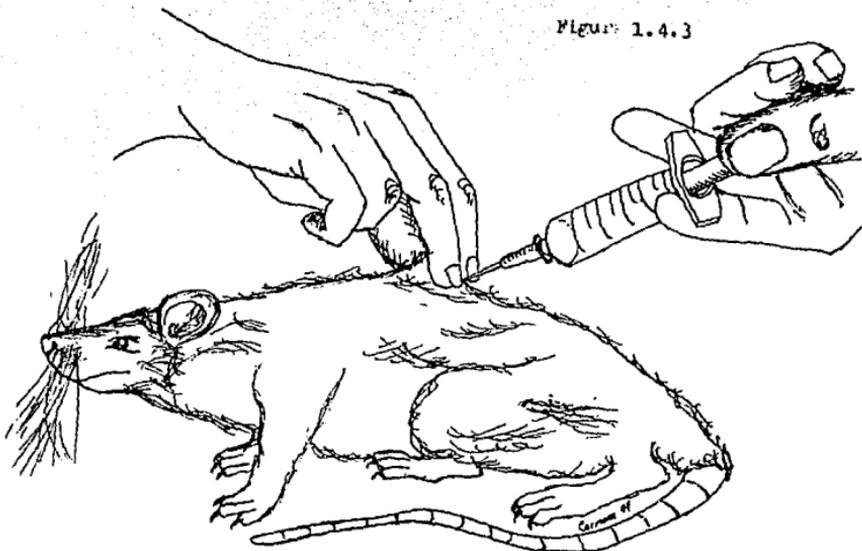
Esta vía es práctica para la administración de pequeñas cantidades y los fármacos tienen una mayor velocidad de absorción que a través de la vía subcutánea.

El sitio para esta vía, Figura 1.4.2, está en los músculos posteriores del muslo: semimembranoso y semitendinoso.

Es importante señalar la posibilidad de dañar nervios o huesos en el área, como también el riesgo de perforar alguna vena. (9,26,29)

SUBCUTANEA (SC)

Figura 1.4.3



Esta es usada comúnmente en la piel de lomo y costados, pero también puede colocarse en otras áreas como piel de la nuca. La aguja deberá ser pasada a través de la piel y en dirección anterior seguida de un ángulo con respecto a la misma.

Esta vía genera un depósito de líquido para su posterior absorción. Las sustancias administradas no deben ser irritantes ni cáusticas, pues ocasionan dolor y eventualmente necrosis local.

(30)

PRERREQUISITOS

1. Como se define a la vía de administración.
2. Como se clasifican las vías de administración.
3. Cual es el sitio de punción para cada una de las vías.
4. Cual de las vías es la más rápida para obtener una circulación óptima en el organismo del medicamento.

MATERIAL (Por equipo)

BIOLOGICO: Ratas

Conejos

Ratones

FARMACOS: Pentobarbital Sódico (Amestosal)

Clorhidrato de xilazina (Rompún)

SOLUCIONES: Solución salina fisiológica

MISCELANEOS: Jeringas, toallas de papel.

EJERCICIOS

Cada equipo debiera tener por lo menos 3 animales en los que practicará el manejo físico, localizando el sitio de punción para cada una de las vías de administración.

Se aplicaran los medicamentos o sustancias que serán asignadas por el profesor, considerando la dosis correcta.

En cada animal se practicarán un máximo de DOS vías de administración diferentes y con fármacos y sustancias distintas.

En el caso de los fármacos se valorará por cada vía el tiempo que tardan en hacer efecto.

2. PRACTICAS

Esta segunda parte pretende que el alumno aplique los conocimientos anteriores y desarrolle la habilidad para resolver problemas durante la experimentación.

La finalidad de las prácticas es la de propiciar el correcto manejo, control y medición de variables que puedan estar presentes durante la experimentación despertando el interés del alumno a la investigación científica.

2. PRACTICAS

2.1 SISTEMA NERVIOSO AUTONOMO

ESTIMULACION VAGAL

OBJETIVO PARTICULAR: Valorar la actividad del intestino delgado estimulado electricamente el nervio vago.

INFORMACION BASICA

En medicina veterinaria y zootecnia, el estudio del sistema nervioso autónomo (SNA), ocupa un lugar muy importante, dado a que los animales muestran un particular funcionamiento dependiendo del medio ambiente que les rodea.

El sistema nervioso autónomo regula:

- La presión arterial.
- La secreción glandular exócrina y endócrina.
- La secreción digestiva.
- La motilidad gastrointestinal.
- La emisión urinaria.
- La función bronquial.
- El control de la temperatura.

y de esa regulación depende que los animales se mantengan en una óptima homeostasis (7,12,24).

Los procesos de control interno no están regidos por la voluntad del individuo, y la alteración de cualquiera de las funciones anteriores, indicarán la respuesta refleja del animal a los desequilibrios del medio ambiente (13).

La activación del sistema nervioso autónomo puede ocurrir ya sea por vía cerebrocortical o por vía sensorial hacia el

hipotálamo ya que éste actúa como principal activador del sistema nervioso autónomo.

Desde los puntos de vista anatómico y fisiológico este sistema puede ser dividido en:

Sistema nervioso simpático, o porción toraco-lumbar, y el sistema nervioso parasimpático, o porción craneo-sacra.

Una porción, la parte posterior del hipotálamo integra información principalmente para la división simpática, y una parte anterior del hipotálamo integra información principalmente para la respuesta de la división parasimpática.

La mayoría de los órganos reciben inervación tanto simpática como parasimpática. En general el efecto del estímulo simpático en un órgano es opuesto al del parasimpático, es decir que ambos sistemas son antagónicos, por ejemplo el estímulo parasimpático da motivo al aumento de la actividad digestiva, en tanto que la acción del simpático la disminuye (12).

Los principales agentes neurotransmisores son la acetilcolina para el parasimpático y la noradrenalina para el simpático (12,24), de modo general las funciones promovidas por la actividad colinérgica (acetilcolina), del sistema nervioso autónomo, favorecen la digestión y absorción de los alimentos incrementando la actividad de la musculatura intestinal y la secreción gástrica.

La división noradrenérgica (noradrenalina), tiene el efecto de preparar al individuo para enfrentarse a urgencias, inhibiendo las contracciones gastrointestinales (14).

NERVIO VAGO (X PAR CRANEAL)

Para la disección de éste nervio, es importante conocer

su localización y hacia donde se dirige.

El nervio vago es llamado también neumogástrico, y es el más amplio en cuanto a su difusión de los nervios craneales. Se distribuye de la cabeza por el cuello, luego al tórax y finalmente al abdomen, apertando vías aferentes y eferentes a mucosa de faringe, laringe, bronquios, corazón, esófago, intestino, y útero.

Es un nervio de tipo mixto, siendo su distribución la siguiente: Acción sensorial- Faringe y laringe.

Acción motora- Músculos de laringe

Acción parasimpática- Estructuras viscerales de tórax y abdomen.(12)

La disección del vago o vagotomía, se realizará en el cuello de la rata; a este nivel su ubicación es paralela a la tráquea y esófago, junto con la vena yugular interna y la carótida formando un paquete neurovascular.

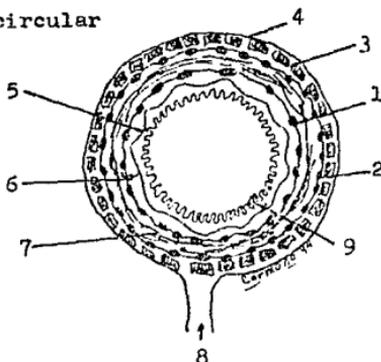
MUSCULO INTESTINAL

El músculo del intestino es de tipo liso visceral, recibe la inervación del sistema nervioso autónomo mandando prolongaciones hacia las dos redes principales de fibras nerviosas, el plexo mientérico o de Auerbach que se sitúa entre las capas circular y media, y el plexo submucoso o de Meissner, que se sitúa entre las capas circular, media y mucosa.(14)

Las capas del intestino se muestran en la figura 2.1.1

Figura 2.1.1 Representación de las capas del intestino

- | | |
|-------------------------|---------------|
| 1. Plexo de Auerbach | 8. Mesenterio |
| 2. Plexo de Meissner | 9. Mucosa. |
| 3. Músculo longitudinal | |
| 4. Serosa | |
| 5. Músculo submucoso | |
| 6. Submucosa | |
| 7. Músculo circular | |



Esquema tomado de la referencia 14.

PRERREQUISITOS

- 1) Recordar el manejo del fisiógrafo, balanceo, calibración y utilización de la unidad estimuladora.
- 2) Que es el potencial de membrana
- 3) Que es el potencial de acción
- 4) Que es la repolarización
- 5) Como se manifiesta en un nervio la estimulación eléctrica

- 6) Como se manifiesta en el intestino la estimulación eléctrica.
- 7) Que es el periodo de latencia y con que datos se obtiene.
- 8) Que es el periodo de contracción y con que datos se obtiene.
- 9) que es el periodo de relajación.

MATERIAL

Por equipo.

BIOLOGICO: 1 rata macho cepa Wistar de 200 a 250 g.

EQUIPO : Fisiógrafo, hojas para fisiógrafo, 1 canal, cables de alimentación tierra y nueve vías 1 captor tipo B, tinta y tintero, soporte universal, pinza para captor, 1 electrodo en vaina, cable para estimulador.

QUIRURGICO: Estuche de disección completo.

FARMACOS : Pentobarbital sódico (Anestesal).

Xilocaina.

SOLUCIONES: Solución Ringer en frasco gotero a una temperatura de 35°G.

MISCELANEOS: Hilo de algodón o cáñamo, Jeringas insulnicas, Baño maría, regla calculadora.

PROCEDIMIENTO A SEGUIR PARA:

Controlar la variable independiente (Estimulación eléctrica).

1. Se anestesiara a la rata con pentobarbital sódico.

(Dosis 25 mg/Kg), cuidando de administrarla intraperitonealmente.

2. Se preparará el fisiógrafo (consultar manual de fisiología general). Se recomienda balancear y calibrar a 2g-5cm

3. Revisar la profundidad de la anestesia en la rata, si se encuentra en un estado de anestesia quirúrgica, continuar con la cirugía, de no ser así consultar con el profesor, el indicará cuanto más del fármaco deberá ser administrado.

4. Colocar a la rata en la tabla de sujeción, en decúbito dorsal, atada por sus cuatro extremidades.

5. Administrar de 1 a 2 ml. de xilocaina (anestesia local) a lo largo del cuello por línea media, siguiendo una dirección de craneal a caudal e viceversa. De igual manera deberá aplicarse xilocaina por línea media en abdomen.

6. Se procederá a hacer una incisión de 1.5 a 2 cm de longitud, en la piel del cuello; el tejido subcutáneo tendrá un aspecto gelatinoso, debido a que la xilocaina se ha infiltrado. Se continúa profundizando la incisión hasta lograr ver a la tráquea que se localiza por debajo de los músculos esternohioides y esternotiroideos. Costará trabajo localizarla ya que las glándulas sublingual y mandibular son muy grandes. A los lados de la tráquea y esófago paralelo se encuentra el nervio vago, vena yugular y carótida.

7. Cuando se localice el paquete neurovascular, se deberá diseccionar el nervio vago, que se aprecia como un hilite pálido en contraste con otras estructuras que son un poco más gruesas y de color marrón. Al hacer la disección se deberá cuidar de no dañar a la vena y a la arteria, ya que de lo contrario se provocaría una hemorragia y no se podrá seguir con la práctica, el

nervio será separado a lo largo de la carótida y yugular aproximadamente 1.5 cm para permitir envolverlo con la vaina del electrodo.

8. Se colocará la vaina (ver figura 2.1.2), cubriendo al nervio, el electrodo se inserta en la vaina observando que esté en contacto con el nervio.

9. A nivel de abdomen, se realizará una incisión por línea media, desde el cartílago xifoides hasta 1 cm antes de la sínfisis púbica.

10. Se llegará a peritoneo parietal y se incidirá cuidando de no lesionar las vísceras.

11. Exponiendo un asa de intestino se le pasará alrededor un hilo de 10 cm de longitud, atándolo por los extremos, no deberá ser jalado el intestino ni manipulado en exceso.

12. Se conectarán los cables del electrodo a la unidad estimuladora, revisando que el electrodo no se haya movido y esté en contacto con el nervio.

13. Se coloca el hilo que sujeta al intestino en el porta especímenes del captor. Desde este momento el órgano deberá mantenerse hidratado con la solución de ringer para mantener el equilibrio electrolítico.

14. Se enciende el canal de registro y se ajusta la sensibilidad de las pajillas. Se enciende la unidad estimuladora.

15. El primer registro será de la actividad normal o basal del intestino por un tiempo aproximado de 3 min.

16. Se aplicará un primer conjunto de 8 estímulos con las siguientes características: duración de 5 mseg, intensidad de 5 volts y frecuencia de 1 estímulo por segundo. La velocidad del papel se sugiere a

17. Se observa el registro que se obtendrá posterior a la estimulación.

18. Se espera a que el intestino se recupere de la estimulación y se vuelve a obtener un registro de 3 min, se aplica un segundo conjunto de estímulos con las mismas características del primero. Observar la actividad del intestino.

19. Se repite por tercera vez la estimulación

20. Al terminar los registros sacrificar a la rata con pentobarbital sódico, intracardiaco e intracerebral.

PROCEDIMIENTO A SEGUIR PARA:

Medir la variable dependiente (respuesta del intestino post-estimulación).

Con los registros obtenidos se medirán:

\bar{X} de las contracciones basales en 3 min.

Amplitud \bar{X} de las contracciones basales

Frecuencia de la respuesta post-estímulo

Incremento de las contracciones post-estímulo

Duración de la respuesta.

PROCEDIMIENTO A SEGUIR PARA:

Mantener constantes otras variables.

1. Revisar que el animal esté vivo para tener constantes la temperatura, la presión sanguínea, el aporte de oxígeno y demás nutrientes.

2. Evitar mover los captores y el intestino.

3. No golpear la mesa de trabajo durante la toma de los registros.

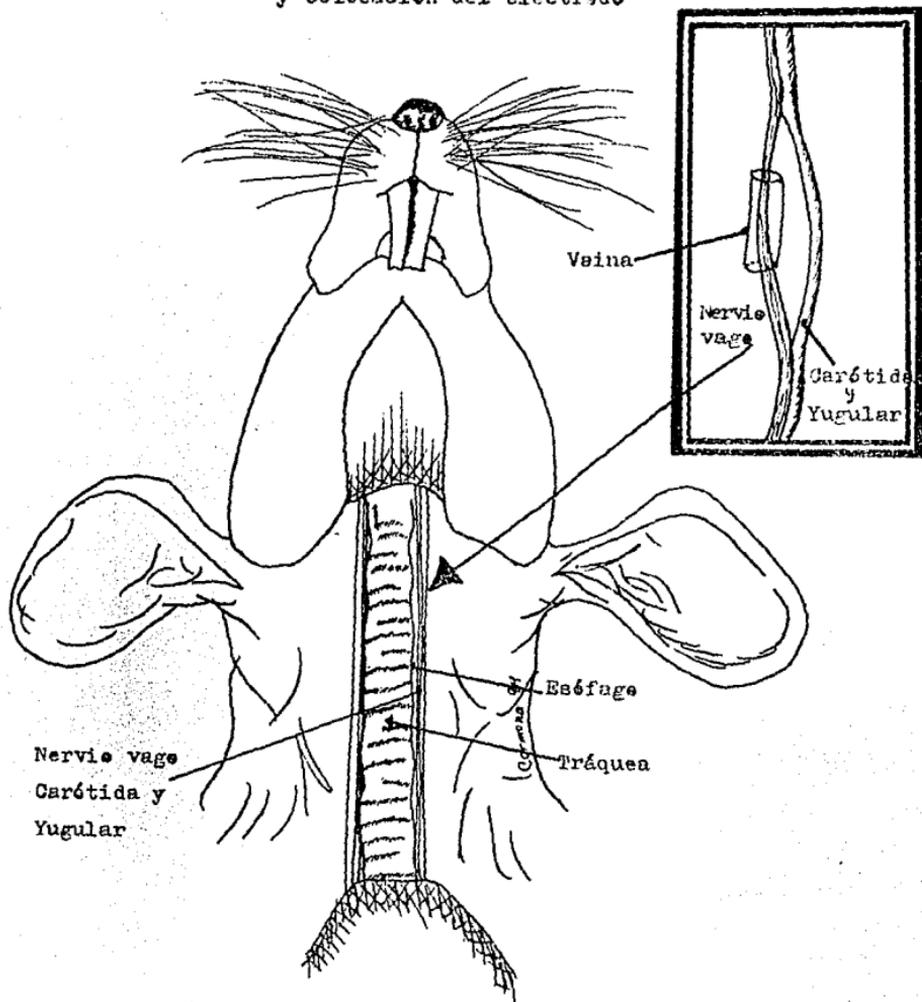
RESULTADOS

REGISTRO BASAL	1a. SECUENCIA DE ESTIMULOS						
\bar{X} contracciones	Amplitud \bar{X}		Frecuencia	incremento de la fza.		duración de la respuesta	
	Cm	grs		Cm	grs		seg

'REGISTRO BASAL	2a. SECUENCIA DE ESTIMULOS						
\bar{X} Contracciones	Amplitud \bar{X}		Frecuencia	incremento de la fza.		Duración de la respuesta	
	Cm	grs		Cm	grs		seg

REGISTRO BASAL	3a. SECUENCIA DE ESTIMULOS						
\bar{X} Contracciones	Amplitud \bar{X}		Frecuencia	incremento de la fza.		Duración de la respuesta	
	Cm	grs		Cm	grs		seg

Figura 2.1.2 Situación anatómica del nervio vago y colocación del electrodo



NOTA:

Los resultados obtenidos de la experimentación, deberán ser sometidos a la prueba estadística correspondiente.

Se recomienda recurrir a la prueba de hipótesis per muestras pareadas, para ello pedrá utilizarse el programa compatible a la prueba para computadora. O de otra forma utilizando formulas para hacerlo manualmente.

APARATO REPRODUCTOR

2.2 RESPUESTA UTERINA A LA APLICACION DE OXITOCINA

OBJETIVO PARTICULAR: Estudiar el comportamiento del músculo uterino mediante la aplicación de oxitocina, comparando y valorando la actividad basal y la actividad post-aplicación de la hormona.

INFORMACION BASICA

La oxitocina es una hormona polipeptídica muy emparentada químicamente con la vasopresina u hormona antidiurética ADH ambas son sintetizadas y liberadas por neuronas del sistema hipotalámico-neurofisiológico de los núcleos supraópticos y paraventriculares del hipotálamo (14).

La oxitocina causa la contracción del músculo liso del útero y también aumenta su tono (14,19), las contracciones producidas se inician debido a la estimulación intrínseca por su actividad eléctrica dada por la alteración del intercambio iónico a través de la membrana (1,12,15). La sensibilidad de la musculatura del útero a la oxitocina aumenta con los estrógenos y se inhibe con la progesterona (1,14).

ACTIVIDAD ELECTRICA Y MECANICA

El músculo liso carece de estrias transversales, diferenciándose por esto del músculo esquelético y cardíaco, contiene actina y miosina, tropomiosina y calmodulina, pero aparentemente no contiene troponina.

El músculo liso visceral se encuentra en las paredes de vísceras huecas como por ejemplo: intestino, útero y uréteres.

Este tipo de músculo es inestable en su potencial de membrana, mostrando contracciones continuas, irregulares, independientes a su inervación, presentando un estado sostenido de contracción parcial llamada tone. El potencial de membrana es relativamente bajo cuando el tejido está en actividad y mayor cuando está inhibido (12,14).

PRERREQUISITOS

1. Que es el potencial de membrana.
2. Que mediadores químicos intervienen en la contracción del músculo liso.
3. Que tipo de contracción presenta el músculo liso.
4. En que casos clínicos se utiliza a la exitocina.
5. Recordar el manejo del fisiógrafo.
6. Que son el periodo de contracción y relajación y con que datos se obtienen.
7. Que es el periodo de latencia y con que datos se obtiene.

MATERIAL (Per equipo)

BIOLOGICO: Ratas hembra cepa Wistar de 200 a 250 gr.

EQUIPO : Fisiógrafo, papel para fisiógrafo, cable de alimentación, tierra y nueve vías, captor tipo B, soporte universal, tabla de disección para reedores, tintero y tinta.

FARMACOS : Ketamina

Xilocaína al 2%

QUIRURGICO: Estuche de disección completo

MISCELANEOS: Jeringas insulínicas (2), hilo nylon, papel sanitario, lápiz regla, calculadora.

PROCEDIMIENTO A SEGUIR PARA:

Controlar la variable independiente (aplicación de oxitocina).

1. Anestésiar vía IP a la rata con ketamina (40mg/kg).

2. Una vez anestésiada, la rata se sujetará a la tabla de disección en decúbito dorsal, atada por las cuatro extremidades

3. El fisiógrafo se deberá preparar balanceando y calibrando a 10g - 3cm.

4. Se le aplica a la rata xilocaína (anestesia local), subcutánea a lo largo de la línea media, desde la sínfisis púbica hasta 2 cm antes del cartilago xifoides.

5. Se incide por línea media, la piel de abdomen, abarcando la línea donde se aplicó la xilocaína, se continúa la incisión hasta llegar a peritoneo parietal, que de igual manera se incidirá cuidando de no lesionar algún órgano.

6. Localizar al útero y sujetar un cuerno uterino, haciéndole pasar un trozo de hilo nylon de aproximadamente 10cm de l'rgo, el que se anudará por los extremos. Procurar no manejar demasiado los tejidos.

7. Acercar a la rata al soporte universal y colocar el hilo en el portaespecímenes del captor.

8. Ajustar la sensibilidad del registro en el canal de información, bajar la polea de arrastre del papel y revisar que la tinta fluya correctamente. La velocidad del papel deberá ser de 0.25 cm/seg.

9. Se tomará un registro basal de 5 min, observando la motilidad del útero.

10. Transcurrido este tiempo se aplicaran .2 UI de oxitocina directamente sobre el cuerno uterino y observar como se comporta el músculo uterino.

PROCEDIMIENTO A SEGUIR PARA:

Medir la variable dependiente (Respuesta del útero)

- Amplitud y longitud promedio de las contracciones basales.
- Obtener el periodo de latencia.
- Amplitud y longitud promedio de las contracciones post aplicación de oxitocina.

NOTA: Realizar la prueba estadística por pruebas de hipótesis por muestras pareadas.

PROCEDIMIENTO A SEGUIR PARA:

Mantener constantes otras variables.

- Vigilar que la rata esté viva durante la toma de los registros, manteniendo con esto la temperatura, flujo sanguíneo, oxigenación y administración de otros nutrientes.
- Durante la toma de los registros la mesa de trabajo no deberá ser golpeada.

RESULTADOS

REGISTRO BASAL				REGISTRO POST/APLICACION			
Amplitud \bar{X}		Longitud \bar{X}		Amplitud \bar{X}		Longitud \bar{X}	
Ca	grs	Ca	grs	Ca	grs	Ca	grs

Período de latencia

Ca =

seg

2.3 ELECTROCARDIOGRAMA

(Práctica demostrativa)

OBJETIVO PARTICULAR: Conocer la manera de obtener electrocardiogramas mediante el empleo del fisiógrafo, adquiriendo la capacidad de reconocer las partes que componen la onda electrocardiográfica normal, y relacionándolas con el funcionamiento cardíaco.

INFORMACION BASICA

El electrocardiograma (ECG), es el registro del fenómeno eléctrico que acompaña al latido cardíaco (12,25).

Este nos brinda una amplia y eficaz forma de obtener datos acerca del estado del corazón de un paciente (18).

Con cada contracción de la aurícula y ventrículo aparece un complejo o conjunto de ondas eléctricas relacionadas con la sístole y diástole dando un ciclo cardíaco (12,25).

La excitación y ritmo cardíaco básico se genera en el marcapaso que es el nodo seno-auricular (S-A), el fenómeno se genera en dicho lugar, y una onda excitatoria se propaga por las aurículas originando la sístole correspondiente (25).

Entre la aurícula y el ventrículo en el tabique, se encuentra otra zona de tejido especializado, que es el nodo aurículo ventricular (A-V), la onda de excitación proveniente de las aurículas activa al nodo A-V, el cual a su vez retransmite a un conjunto de fibras especializadas: el haz de Hiss, las fibras de Purkinje y finalmente a la masa ventricular (12,14,15,25).

Debido a que el organismo posee líquidos conductores, no es necesaria la colocación directa de los electrodos en el corazón, por lo que es posible colocar los electrodos en la superficie del cuerpo para detectar las señales electrocardíacas (14,25).

ONDAS O COMPLEJOS ELECTROCARDIOGRAFICOS

En un registro normal, existen tres ondas muy bien reconocibles en cada ciclo cardiaco.

La primera onda llamada P (Fig.2.3.1), representa el potencial eléctrico que precede a la sístole auricular, causada por la propagación de la actividad eléctrica del nodo seno-auricular através de la musculatura auricular (12,25).

La segunda onda aparece inmediatamente después y es el complejo QRS, (Fig. 2.3.1), en donde R es el vértice superior y este complejo es el potencial eléctrico que precede a la sístole ventricular, coincide con la propagación del impulso eléctrico sobre el fascículo A-V y sus ramas sobre la musculatura ventricular (12,25).

La tercer onda se denomina onda T (Fig. 2.3.1), Ocorre antes de la diástole ventricular y representa la repolarización e recuperación del ventrículo, coincide con el fin de la sístole ventricular (12,25).

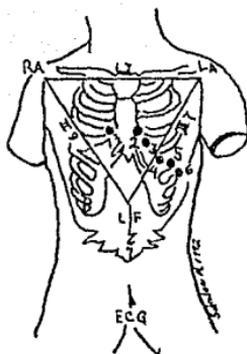
LAS DERIVACIONES

El corazón se sitúa en el centro de un triángulo imaginario, que se constituye con los electrodos conectados en el brazo izquierdo llamados VL (L= left, izquierda en inglés), en el brazo derecho VR (R= right, derecho), y en la pierna izquierda

Figura 2.3.1



Figura 2.3.2



VF (F= foot, pie). Representan las derivadas unipolares.

Cada derivación unipolar es como una ventana que "ve" diferentes partes del corazón.

VR= "Ve" el interior de la aurícula y ventrículo derechos.

VL= "Ve" la pared libre del ventrículo izquierdo,

VF= "Ve" la punta del corazón. (14)

Al lado del triángulo que une VR con VL se le llama DI a la que une VR con VF DII, y al que lo hace con VL y VF DIII. (Figura 2.3.2), dando así las derivaciones bipolares.

DI, DII y DIII, son una mezcla de la información de las ondas eléctricas de las dos derivaciones que integran a cada una de ellas (14).

PRERREQUISITOS

1. Que es el triángulo de Einthoven y como se representa.
2. Indica la localización del electrodo electrocardiográfico para obtener derivaciones precordiales.
3. Clínicamente que representa el electrocardiograma.
4. Que tipo de papel se emplea para obtener electrocardiogramas y que datos contiene.

MATERIAL

EQUIPO: Fisiógrafo, papel para fisiógrafo, cables de alimentación, tierra, acoplador cardiaco de alta ganancia y electrodos.

BIOLOGICO: Un alumno voluntario

MISCELANEOS: Pinzas de madera, lápiz, regla, ligas.

PROCEDIMIENTO

1. Se preparará el fisiógrafo calibrándolo, (revisar la referencia 25).

La velocidad del papel para obtener electrocardiogramas deberá ser de 2.5 cm X seg.

2. Colocar las placas de los electrodos en : la cara interna del tobillo y en la parte anterior de las muñecas, dejando la placa correspondiente al corazón aparte.

3. Se hace avanzar el papel y se toman los registros.

4. Se repiten los registros después de realizar una actividad física.

ANALISIS DE REGISTROS

- Se distinguirán las ondas que lo componen, onda P, Q, R S, T.
- Obtener la frecuencia cardiaca que puede ser medida de la siguiente manera: marcar 10 cm (4 seg), contando los complejos que se inscriben en ese lapso de tiempo recorrido, y se multiplicarán por 15 obteniendo el número de latidos cardiacos en 1 min.
- Analizar la duración de cada ciclo midiendo la longitud.

SISTEMA ENDOCRINO

2.4 CONCENTRACION DE GLUCOSA EN SANGRE

OBJETIVO PARTICULAR: Demostrar al alumno que la concentración de glucosa en sangre aumenta al administrar alimento a un animal. Se valorará la concentración de glucosa en sangre en animales en ayuno y post-alimentación.

INFORMACION BASICA

La glucemia está determinada en todo momento por el equilibrio entre la cantidad de glucosa que entra al torrente sanguíneo y al que sale de él. Las principales causas determinantes son: la ingesta diaria, la velocidad de entrada a las células musculares, al tejido adiposo y otros órganos así como la activación glucostática del hígado (14).

Hay una captación neta de glucosa por el hígado cuando la concentración sanguínea es alta y una descarga neta cuando la concentración sanguínea es baja. El hígado funciona como un glucostato manteniendo el valor constante de glucosa circulante.

La fuente de glucosa es el alimento, que proporciona carbohidratos que en su mayoría son polímeros de las hexosas de las que las más importantes son la galactosa, la fructuosa y la glucosa.

El principal producto de la digestión de los carbohidratos y el principal glucósido circulante es la glucosa.

Una vez que penetra en las células, la glucosa es normalmente fosforilada para formar glucosa 6-fosfato, la cual es polimerizada en glucógeno o catabolizada.

El glucógeno, la forma de reserva de la glucosa, se encuentra en la mayoría de los tejidos del organismo, pero las principales reservas existentes son las del hígado y músculo esquelético.

En ayuno el glucógeno hepático es degradado y el hígado contribuye con la glucosa a la corriente sanguínea. Con ayuno más prolongado el glucógeno se agota y se incrementa la gluconeogénesis a partir de aminoácidos y el glicerol en hígado.

PRERREQUISITOS

1. Investigar los valores normales de glucosa en sangre de los conejos.
2. Que tipo de alimentos contienen mayor cantidad de azúcares.
3. Que es una tira reactiva de glucosa y como se interpretan los resultados que proporciona.

MATERIAL

BIOLOGICO: 10 conejos adultos de aproximadamente 2 - 3 kg.

Tiras reactivas para glucosa (Glucose test)

MISCELANEOS: Jeringas insulínicas, alcohol o benzal, algodón, 2 tubos de ensayo, alímetro comercial para conejo, báscula

PROCEDIMIENTO: Los animales se someterán a ayuno por 8hrs

durante este tiempo no deberán recibir ningún tipo de manejo.

PROCEDIMIENTO A SEGUIR PARA:

Controlar la variable independiente (Alimentación)

1. Los conejos deberán agruparse de la siguiente manera:

Grupo 1 --- 2 conejos

Grupo 2 --- 2 conejos

Grupo 3 --- 2 conejos

Grupo 4 --- 2 Conejos

Grupo 5 --- 2 Conejos

Cada grupo corresponderá a un equipo, cada equipo deberá realizar lo siguiente:

2. Se tomarán muestras sanguíneas de cada uno de los grupos (10 conejos en total), utilizando la vena marginal de la oreja, haciendo la asepsia adecuada, vigilando de no producir hematomas.

3. Utilizando la tira reactiva se valorará la concentración de glucosa.

4. Posteriormente se alimentarán los animales de la siguiente manera:

Grupo 1 15 grs de alimento

Grupo 2 20 grs de alimento

Grupo 3 25 grs de alimento

Grupo 4 30 grs de alimento

Grupo 5 NO SE ALIMENTARA

PROCEDIMIENTO A SEGUIR PARA:

Medir la variable dependiente (Concentración de glucosa post alimentación)

1. 20 min. después de la alimentación deberán tomarse muestras sanguíneas, tomando las mismas precauciones que la vez anterior.

2. Medir con la tira reactiva la concentración de glucosa sanguínea, anotando los datos en la hoja de resultados.

PROCEDIMIENTO A SEGUIR PARA:

Mantener constantes otras variables

- Verificar que los animales se hayan encontrado en ayuno.

NOTA. Los animales no serán sacrificados, por lo que se recomienda no lesionar las orejas.

Una vez obtenidos los datos se procederá a hacer la prueba estadística mediante la comparación de medias.

R E S U L T A D O S

ANIMAL	CONCENTRACION DE GLUCOSA SIN ALIMENTACION.	CONCENTRACION DE GLUCOSA POST/ALIMENTO
GPO 1 2		
1 2		
1 2		
1 2		
1 2		

BIBLIOGRAFIA

- 1) Aguilar T. J. R.
Valoración del efecto del maleato de metil ergonovina y la
oxitocina en el útero de la rata.
Tesis, Facultad de Estudios Superiores Cuautitlán.
Cuautitlán Izcalli 1991.
- 2) Alexander A.
Técnica quirúrgica en animales y temas de terapéutica quirúrgica.
- 3) Backer H.J., Lindsey J.R.
The laboratory rat. Biology and diseases.
Ed. Academia Press I.N.C. San Diego California 1979.
- 4) Baena P.G.
Instrumentos de investigación
Editores Mexicanos Unidos S.A, 6a. ed. 1986
- 5) Baena P.G
Manual para elaborar trabajos de investigación documental.
Editores Mexicanos Unidos S.A. 2a ed. 1982
- 6) Basurto C.H., Martínez C.M.A., et al
Manual de prácticas de fisicoquímica.
Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia
Departamento de Fisiología y Farmacología.
- 7) Bone J.F
Fisiología y anatomía animal
- 8) Braunwald E.
Tratado de cardiología.
Ed. Interamericana 3a ed, Mexico 1990, vol.1

- 9) Burges F.M.C, Martínez F.J.C
La rata de laboratorio, manual.
Talleres de impresiones ENEP/UNAM Iztacala México 1984.
- 10) Eckert R.D.
Fisiología animal.
Ed. Interamericana, España 1988
- 11) Fajardo R.M.A
Manual de Fisiología Veterinaria.
Facultad de Estudios Superiores Cuautitlán.
- 12) Frandson R.D.
Anatomía y Fisiología de los animales domésticos.
Ed, Interamericana 3a. ed. México 1990 Vol.1
- 13) Fuentes V.
Farmacología y terapéutica Veterinaria.
Ed. Interamericana. México 1985.
- 14) Ganong W.F.
Manual de Fisiología médica.
Ed. El manual moderno, 11a ed., México 1988
- 15) Gómez R.J.
El método experimental.
Harta S.A. de C.V. Colegio de ciencias y humanidades 1983.
- 16) Heff H.B., Gedes L.A.
Manual de fisiología experimental.
Baylor University College of medicine Houston Texas 1986.
- 17) Kirk R.W, Bistner S.I.
Manual de urgencias en Veterinaria.
Ed. Salvat, 3a, ed. 1989
- 18) Kloner R.A.
Cardiología.
Ed. Graw-Hill, México 1987

ESTA TESIS NO DEBE
SALIR DE LA BIBLIOTECA

- 19) Levine R.R, Clarock R.B.
Farmacología.
Ed. Salvat 2a. ed., Barcelona España 1982
- 20) Litter M.
Farmacología experimental y clínica.
Ed. El Ateneo. 2a. ed. Argentina 1983
- 21) Malcom S.G.
Fisiología animal.
Ed. C.E.C.S.A 3a ed. México 1984
- 22) O'Grandy F.R. Allen G.D.
Excercise in electrocardiografy.
Canadian Vetrinary Vol.3 January 1989
- 23) Olea P.F., Sanchez F.L
Técnicas de investigación documental.
Talleres de Offset. Universal S.A. México 1980
- 24) Oteiza F.J.
Manejo de animales.
Textos Universitarios México 1987
- 25) Rivera V.L.M., Pesada G.M.E, et al.
Manual de prácticas de Farmacología I-II.
Facultad de Estudios Superiores Guautitlán. G-1
Guautitlán Izcalli abril 1992.
- 26) Rugh R.
The mouse. Reproduction and development.
Oxford University Press 1990
- 27) Sokolow M. Mellrey M.B
Cardiología clínica.
Ed. El manual moderno, México 1992.
- 28) Tamayo y Tamayo M.
El proceso de la investigación científica.
Ed. Limusa México D.F. 2a ed.

29) Waynforth H.B

Experimental and surgical technique in the rat.

Ed. Academic Press INC San Diego California 1974

30) Weisbroth S.H., Flatt R.E., et,al

The biology of the laboratory rabbit.

Ed. Academic Press. I.N.C. San Diego california 1974

	INDICE DE FIGURAS	Pag.
Figura 1.3.1	Rata albina Sprague Dawley	23
Figura 1.3.2	Rata albina Wistar	24
Figura 1.3.3	Rata Long Evans	25
Figura 1.3.4	Método de sujeción de la rata por la cola	26
Figura 1.3.6	Sujeción de la rata utilizan- do los dedos pulgar e índice	28
Figura 1.3.7	Sujeción de la rata por el lomo	29
Figura 1.3.8	Jaulas de contención	30
Figura 1.3.9	Tabla de contención o sujeción	31
Figura 1.3.10	Sujeción del conejo por la piel de nuca	33
Figura 1.3.11	Sujeción del conejo por las orejas	34
Figura 1.3.12	Tabla de sujeción para conejos	35
Figura 1.3.13	Table de sujeción para conejos inmovilizando la cabeza	35
Figura 1.3.14	Jaula de contención	36
Figura 1.3.15	Sujeción del ratón por la cola	38
Figura 1.3.16	Sujeción del ratón por la piel del lomo	39
Figura 1.3.17	Método de identificación de las ratas por muesqueo	40
Figura 1.4.1	Sitio de punción para la vía IP	46
Figura 1.4.2	Sitio de punción para la vía IM	48
Figura 1.4.3	Sitio de punción para la vía SC	49
Figura 2.1.1	Redes principales de fibras ner- viosas en intestino	55

Figura 2.1.2	Situación anatómica del nervio vago y colocación del electrodo	61
Figura 2.3.1	Registro de las ondas electro - cardiográficas	70
Figura 2.3.2	Triángulo de Einthoven	70

INDICE DE CUADROS

Cuadro 1.2.1	Unidades de peso y volumen, con símbolos de acuerdo al sistema Internacional de - unidades	18
Cuadro 1.2.2	Algunas unidades derivadas del sistema internacional	19
Cuadro 1.2.3	Prefijos Estándar	20
Cuadro 1.3.1	Relación de fármacos para la contención química de ratas	32
Cuadro 1.3.2	Relación de fármacos para la contención de conejos	37