

UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO
FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES CUAUTITLÁN

Fisiología General

(Prácticas de laboratorio para MVZ)

Marco Antonio Fajardo Román



Edición  **FESC**

UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO
FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES CUAUTITLÁN
DEPARTAMENTO DE CIENCIAS BIOLÓGICAS
SECCIÓN DE BIOQUÍMICA Y FISIOLOGÍA AGROPECUARIA

Fisiología General

(Prácticas de laboratorio para MVZ)

Asignatura: Fisiología General

Clave: 1205

Carrera: Medicina Veterinaria y Zootecnia

Clave: 116

Autor:

Marco Antonio Fajardo Román

Agosto de 2011

ÍNDICE

Introducción	7
Objetivo general de la asignatura	9
Objetivo general del curso práctico	9

<i>Nombre y número de la práctica</i>	<i>Número y nombre de la unidad temática en el programa de la asignatura</i>	
Práctica 1. Manejo del fisiógrafo	Práctica de capacitación en el equipo a utilizar	11
Primera parte		11
Segunda parte		22
Práctica 2. Obtención e interpretación de un registro de la actividad respiratoria en la rata	Práctica de capacitación en el equipo a utilizar	29
Diseño experimental		29
Práctica 3. Músculo estriado esquelético	2.8.1 Contracción del tejido muscular esquelético	37
Registro de las respuestas a las variables del estímulo eléctrico		37
Práctica 4. Músculo liso	2.8.2 Contracción del tejido muscular liso	51
Comparación estadística de medias		51
Práctica 5. Músculo estriado cardíaco	2.8.3 Contracción del tejido muscular cardíaco	61
Elaboración de discusión		61
Práctica 6. Actividad eléctrica del músculo cardíaco	2.8.3.1 Anatomía fisiológica de las fibras musculares cardíacas	71
Conclusiones		71

Práctica 7. Reflejos medulares (arco reflejo)	Unidad 3. Acción refleja	83
Grupo control y grupo experimental		83
Práctica 8. Actividad eléctrica de la corteza cerebral	4.3.1 Potenciales generadores	95
	4.3.2 Base iónica de los receptores sensoriales	
Grupo control y grupo experimental (Diseño multivalente)		95
ANEXO 1. Medidas de seguridad en el Laboratorio de Fisiología General		109
ANEXO 2. Calendarización 2012-I		111
ANEXO 3. Reglamento general para los laboratorios		113
ANEXO 4. Instrucciones para la elaboración del reporte		115

INTRODUCCIÓN

La Fisiología General es una rama importante de la medicina que forma parte de las asignaturas de formación básica para el Médico Veterinario Zootecnista, en donde el estudio de los factores fisicoquímicos y procesos bioquímico-moleculares determinan el funcionamiento de todos los organismos vivos desde el nacimiento hasta la muerte.

Esta asignatura, como todas las que conforman el plan de estudios de la carrera, se aborda de acuerdo al programa respectivo que consta de una parte teórica comprendida por cuatro unidades, y de la cual se origina la parte experimental que se basa en ocho prácticas, que van desde la comprensión de conceptos básicos, el manejo del fisiógrafo, la contracción muscular esquelética: lisa y cardíaca; la actividad eléctrica del cerebro y del corazón, hasta el entendimiento de los reflejos medulares.

El objetivo de dichas prácticas es reforzar el aprendizaje que el estudiante ha adquirido en el salón de clases, ya que en ellas se demuestran algunos de los conocimientos fundamentales en la actividad funcional de los organismos vivos.

El manual de *Fisiología general (Prácticas de laboratorio para MVZ)*, busca que los estudiantes cuenten con un conocimiento sustentado en una metodología científica aplicada, para la realización de las sesiones prácticas, ya que para valorar el funcionamiento de los organismos vivos es necesario contar con la ayuda de aparatos que así lo registren.

Para la realización de este manual se ha contado con la colaboración de los profesores que a lo largo del tiempo han impartido la asignatura, quienes se han dado a la tarea de realizar la revisión y adecuación del mismo, basándose en un inicio en el manual de prácticas sugeridas por *Narco Bio System* (marzo, 1966); posteriormente, fue modificado por algunos profesores y más recientemente adecuado por Juan Raúl Aguilar Tovar y Ramón Vieyra Gómez.

Ahora se presenta este manual en una edición revisada y ampliada con tres prácticas: *Electrocardiografía*, aportada por Juan Raúl Aguilar Tovar y Javier Froylán Lazcano Reyes; *Reflejos*, aportada por Emilio López Rodríguez y Juana Ortega Mondragón y, por último, *Electroencefalografía*, aportada por Luis Rodolfo Vázquez

Huante; esperando que permita a los estudiantes adquirir las herramientas necesarias para poder afrontar las problemáticas de la práctica y desempeño profesional como Médicos Veterinarios Zootecnistas.

Equipo revisor.

28 de enero 2011

OBJETIVO GENERAL DE LA ASIGNATURA

Conocer y comprender los mecanismos que sustentan el funcionamiento de las células animales, de los tejidos muscular y nervioso, así como de los receptores sensoriales; integrando los conocimientos morfológicos y bioquímicos de las células eucariotas previamente adquiridos.

OBJETIVO GENERAL DEL CURSO PRÁCTICO

Conocer, comprender y adquirir las competencias en el manejo de equipo para la adquisición de datos fisiológicos, registrando la función de órganos y tejidos vivos, así como su correcta interpretación e integración al conocimiento teórico de la asignatura de Fisiología General.

Práctica 1. Manejo del fisiógrafo

Primera parte

Cuestionario de prerequisites

1. ¿Qué es un equipo de valoración fisiológica? Menciona tres ejemplos.
2. ¿En qué situaciones podemos utilizar este equipo?
3. ¿Qué partes constituyen este tipo de equipo?
4. ¿Cómo funciona un equipo de adquisición de datos fisiológicos?
5. Menciona cinco ejemplos de su uso común en la medicina veterinaria.

Objetivo: El alumno reconocerá las partes que componen el fisiógrafo, así como el manejo del mismo.

Introducción

Para el estudio de la fisiología, es necesario mostrar la actividad de algunos de los órganos que integran a un ser vivo; para tal fin se cuenta con el fisiógrafo.

El empleo de este aparato no es reciente, como tampoco lo es la necesidad de explicarse algunos eventos Fisiológicos que el alumno sólo puede leer en la literatura. Inicialmente se creó el "Quimógrafo" del cual se deriva el fisiógrafo de "tubo al vacío" (bulbo), que revolucionó las prácticas de fisiología haciéndolas más accesibles para la enseñanza y la investigación.

Con el surgimiento del fisiógrafo de compartimentos sólidos (transistores) Narco Bio – Systems Desk – Model 77010, se suplieron las carencias en componentes y accesorios, dando al fisiógrafo un horizonte más amplio, no sólo para la enseñanza y la investigación de la fisiología, sino también para la mayoría de las ciencias de la salud: Enfermería, Estudio Físico-Corporal y Terapia Respiratoria, Tecnológica Médica, Medicina Veterinaria, Farmacia, Odontología, Fisiología Humana, Fisiología General, Fisiología Respiratoria, Neuroanatomía y Neurofisiología, etc.

El fisiógrafo consta de una o varias unidades funcionales también denominadas canales. A su vez, cada canal consta de las siguientes partes:

- 1) Captor
- 2) Amplificador
- 3) Registrador

El captor es llamado transductor porque transforma o “transduce” una señal mecánica en una eléctrica, o también llamado “miógrafo” debido a su empleo absoluto en tejido muscular; cabe señalar que existen diferentes tipos de captores, esto depende de las necesidades de las prácticas: presión arterial, ruidos cardiacos, conteo de gotas de orina.

La señal recibida por el captor es transmitida por un cable de 9 vías al acoplador del amplificador, este componente sirve como puente entre el miógrafo y el amplificador; dicho amplificador también variará en su composición dependiendo del captor empleado.

El Amplificador, gracias a su acoplador, trabaja sobre la señal eléctrica enviada por el captor transformándola: extrayendo una raíz cuadrada, un logaritmo o simplemente atenuándola o aumentándola, con el fin de enviarla al registrador o reproductor, cuya estructura es la de un galvanómetro, una bobina que se encuentra entre dos campos magnéticos; al recibir una señal eléctrica de amplitud variable, se invierte la polaridad de la bobina transmitiendo este movimiento a una pajilla de impresión a tinta.

Los tres componentes de la unidad funcional del fisiógrafo encuentran un análogo en un aparato estereofónico, en donde el captor es el rayo láser de baja intensidad que capta la secuencia digital de números ceros y unos del disco compacto, y transmite como señales eléctricas al amplificador o elaborador que en este caso es el ecualizador con sus controles de volumen y balance, para enviar esta señal más fina al reproductor que serían las bocinas del aparato de sonido.

Utilice los esquemas de más adelante para identificar las partes del fisiógrafo, así como los componentes del canal. (Ver las figuras: 1.1, 1.2, 1.3, 1.4 y 1.5).

Material que se proporciona en el laboratorio

- **Equipo de laboratorio**

Fisiógrafo de escritorio de 1 canal Narco Bio Systems

Captor miógrafo tipo C o en su caso F 2000 Narco Bio Systems

Cable de 9 vías para captor C

Cable de corriente para fisiógrafo

Cable de tierra para fisiógrafo

Porta pesas y pesas de 10 g

Material que debe traer el alumno

Regla

Desarrollo

Balance: Entiéndase por balance la serie de pasos a seguir para limpiar el canal, eliminando calibraciones anteriores y ajustando a una misma frecuencia las tres partes del canal.

Pasos secuenciales del balance

- 1) Retire la funda plástica que recubre el fisiógrafo.
- 2) Conecte el cable de tierra a su respectiva entrada y el caimán del extremo opuesto a una toma de agua.
- 3) Conecte el cable de alimentación correctamente.
- 4) Coloque el captor en un soporte universal.
- 5) Conecte el cable de nueve vías haciendo coincidir las terminales en sus respectivas entradas cuidando que las marcas amarillas confronten.
- 6) Verifique que el botón de resistencia (Macro) marque 1000 mV/CM.

- 7) Verifique que el botón de ajuste (Micro), que se encuentra en la parte superior del botón macro, se encuentre cerrado.
- 8) Asegúrese que el botón de filtro marque 10 K.
- 9) Busque entre el botón de filtro y el botón de posición una perilla niquelada, ésta marca la polaridad del registro; a polaridad positiva la deflexión de la perilla será hacia arriba, a polaridad negativa la deflexión de la pajilla será hacia abajo.

Generalmente se emplea la polaridad positiva para el registro de eventos fisiológicos, por otra parte, observe que las fichas de registro del fisiógrafo se encuentran divididas en 4 renglones/canales de registro; utilice el canal de registro que le corresponde a su pajilla de inscripción para trabajar dentro del mismo. Eventualmente se pueden usar hojas de papel blanco, en este caso se tendrá que medir con una regla.

- 10) Oprima la tecla de encendido del fisiógrafo y enseguida el botón de Power (botón rojo) del amplificador.
- 11) Oprima el botón blanco de Record.
- 12) Gire libremente el botón de posición hasta hacer que la pajilla coincida con la línea gruesa inferior de su canal de registro.
- 13) Con el botón Macro comience a disminuir la resistencia una a una: de 1000, a 500, luego a 200, después a 100, hasta llegar a la mínima de 2 mV/CM; en cada descenso de resistencia cuida el desplazamiento de la pajilla, recuperando dicha diferencia con el botón de **Balance**. El objetivo es mantener la pajilla en la línea gruesa inferior del canal de registro (o en la marca que haya elegido).
- 14) Una vez que el botón de Macro se encuentra en dos Ohms, comience a aumentar la resistencia hasta llegar a la máxima de 1000 mV/CM observando la pajilla, si esta se mueve de la línea, corrija la diferencia con el botón de Posición; cuide de no rebasar la resistencia de 1000 mV/CM a la posición 3CM o de lo contrario la pajilla se desplazará bruscamente.
- 15) Hasta aquí se considera que el fisiógrafo está en condiciones de aceptar cualquier calibración. El profesor se encargará de profundizar más con res-

pecto a la dependencia existente entre el tipo de práctica y la calibración que se emplea.

Calibración: Entiéndase por calibración a la serie de pasos a seguir con el fin de obtener una relación peso distancia (g – cm) para la interpretación de un registro.

Pasos secuenciales de la calibración

- 1) Teniendo balanceado el fisiógrafo (paso número 15 del balance), apague el botón de Record.
- 2) La línea en la cual permanece la pajilla recibirá el nombre de línea basal; a partir de esta línea, marque hacia arriba en centímetros la amplitud que se indique para la obtención de una calibración en polaridad positiva.
- 3) La marca realizada recibirá el nombre de línea problema.
- 4) Coloque las pesas que se indiquen en el porta especímenes del captor.
- 5) Encienda el botón de Record.
- 6) Con el botón de Macro disminuya la resistencia una a una observando el comportamiento de la pajilla; cuando la pajilla sobrepase la línea problema deténgase, ya no disminuya más la resistencia.
- 7) Abra el botón de Micro; girándolo correctamente, logre que la pajilla coincida con la línea problema.
- 8) Retire las pesas del captor.
- 9) La pajilla deberá regresar libremente a la línea basal; cuando no sea así, corrija esto con el botón de posición.
- 10) Puede volver a colocar las pesas en el porta especímenes del captor y verificar nuevamente que coincida la pajilla con la línea problema, si falta ajuste hágalo con el botón de Micro.
- 11) Retire definitivamente las pesas de captor. Hasta aquí el fisiógrafo se encuentra balanceado y calibrado, o sea, en condiciones de trabajo.

El profesor le asignará algunos ejercicios de calibración, no olvide que por cada uno de ellos es necesario realizar un nuevo balance.

Pasos para recalibrar el fisiógrafo

Comience en el paso número 1 de la calibración. Habrá ocasiones en los que será necesario volver a balancear.

Los pasos secuenciales de Balance y Calibración anteriormente descritos, son válidos únicamente cuando se esté utilizando los captore de tipo "B" o tipo "C", estos requieren de un juego de pesas para que pueda desarrollar la calibración. Sin embargo, el laboratorio cuenta con otros captore del tipo miógrafo, el F-60 y el F-2000, estos presentan varias características distintivas:

- 1) Son de color azul.
- 2) Traen acoplado y fijo su cable de 9 vías que es de color negro.
- 3) Cuentan con calibración interna: el F - 60 su calibración es de 0.5 g y 5 g. y el F - 2000 su calibración es de 10 g y de 100 g. (Observa el esquema de los captore F - 2000 y F - 60, figura 1.1).

La forma de acoplarlos al fisiógrafo es diferente a la empleada para los captore B o C. Se debe de roscar el extremo libre del cable del captor en el conector de color negro que se encuentra a la derecha del conector azul de la unidad amplificadora. Esto debe realizarse con cuidado para no trabar la cuerda del cable del captor.



Figura 1.1. Detalle del captor F-60

Debe asegurarse de que la fuerza que aplique al porta especímenes del captor sea perpendicular al eje del mismo, cualquier inclinación dará como resultado lecturas con error cuya magnitud será proporcional al grado de inclinación, e.j., la fuerza que se mide es una función de coseno del ángulo multiplicado por la suma de la fuerza que se aplica: inclinación de 5 grados = error de 0.41g, inclinación de 15 grados = error de 3.45g.

Pasos secuenciales para calibrar el fisiógrafo utilizando los captores F-60 o F-2000

- 1) Teniendo balanceado el fisiógrafo (paso número 15 del balance) y de haber marcado su línea basal, encienda el botón de Record.
- 2) Presione uno de los dos botones rojos que se encuentran en la parte lateral del captor, según la calibración que necesite, captor F-60 0.5g o 5g, captor F-2000 10 g o 100g, se le debe indicar con cuál de ellos se va a trabajar, puesto que cada uno de ellos indica calibraciones diferentes.
- 3) Sin dejar de presionar el botón seleccionado, disminuya la resistencia con el botón Macro.
- 4) A medida que disminuye la resistencia, observará que la pajilla se desplaza hacia arriba (polaridad positiva), en el momento en que sea rebasada la línea problema no disminuya más la resistencia.
- 5) Sin dejar de presionar el botón rojo de la calibración, abra y gire el botón Micro para que la pajilla coincida con la línea problema, posteriormente deje de presionar el botón rojo del captor.
- 6) La pajilla deberá regresar automáticamente a la línea basal, de esta forma si utilizó un captor F-2000 y presionó el botón rojo que indica 10 gr., significa que la distancia de la línea basal a la línea equivale a esos 10 gr.; si por el contrario, oprimió el botón rojo que indica 100 g, entonces la amplitud va a equivaler a 100 gr. Como podrá darse cuenta, el uso de estos captores suprime la necesidad de pesas, dado que cuenta con una calibración interna respetándose de esta forma la relación peso-distancia (g-cm).

ESTRICTAMENTE PROHIBIDO USAR PESAS EN ESTE TIPO DE CAPTORES.

Pasos secuenciales para apagar el fisiógrafo

- 1) Apague el botón de Record.
- 2) Apague el botón de Power.
- 3) Apague la tecla de encendido del fisiógrafo.
- 4) Retire el cable de 9 vías del captor y del acoplador del amplificador.
- 5) Retire el captor del soporte universal.
- 6) Retire el cable de alimentación y posteriormente el de tierra.
- 7) Enrolle sobre sí mismos cada uno de los cables, no los enrede o someta a trato rudo, deben quedar enrollados libremente.
- 8) Coloque correctamente la funda plástica del fisiógrafo y guarde los cables en el lugar correspondiente.
- 9) La mesa de trabajo debe ser entregada limpia.

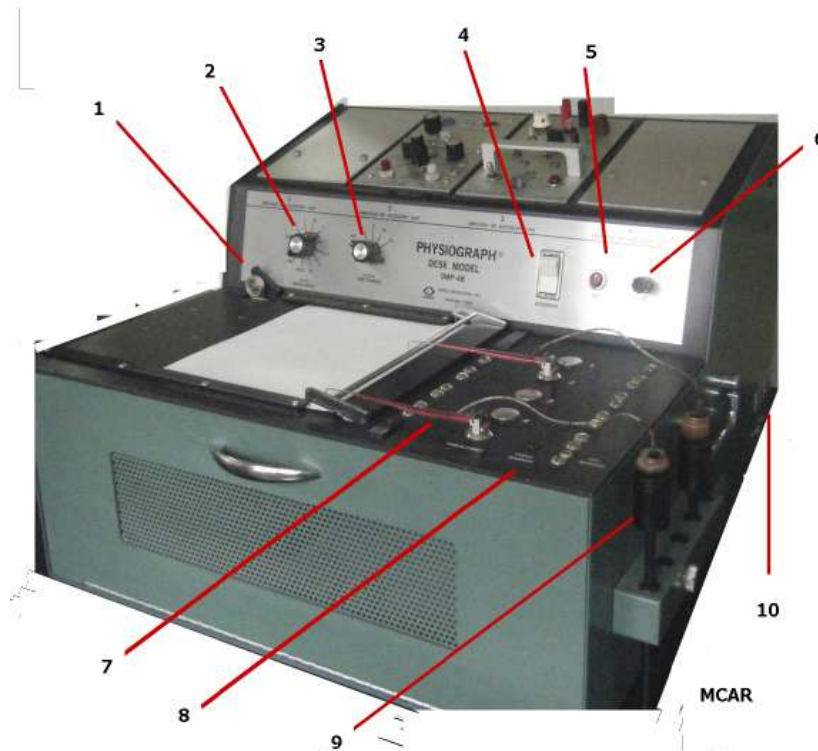


Figura 1.2. Muestra una vista general de los controles del fisiógrafo *Narco Bio Systems*

1. Polea de arrastre
2. Control de la velocidad del papel
3. Control de la pajilla del reloj
4. Tecla de encendido
5. Lámpara indicadora de encendido
6. Entrada para cable de tierra
7. Pajillas inscriptoras
8. Botón marcador de eventos
9. Tinteros
10. Entrada para cable de alimentación

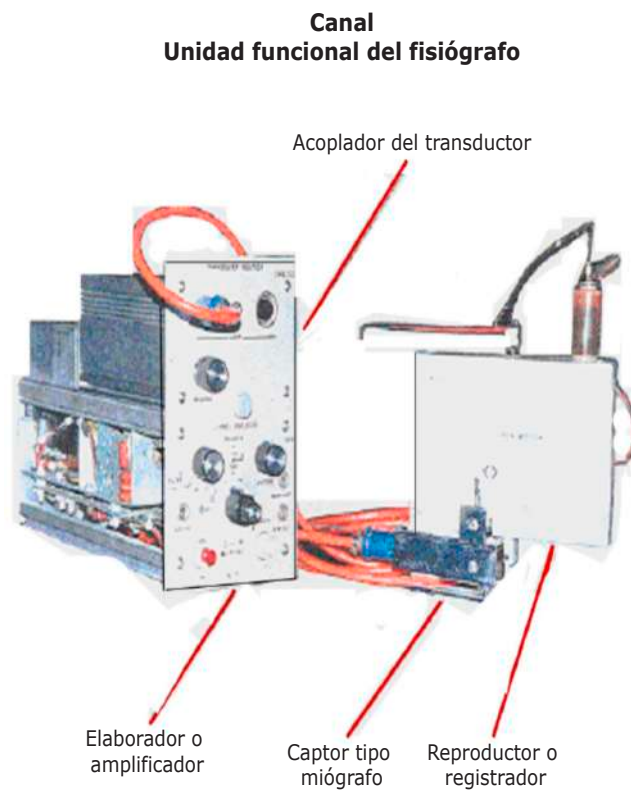


Figura 1.3. Muestra los detalles de los instrumentos que conforman el canal del fisiógrafo.
De izquierda a derecha: amplificador, captor y registrador.

Captor o transductor tipo miógrafo

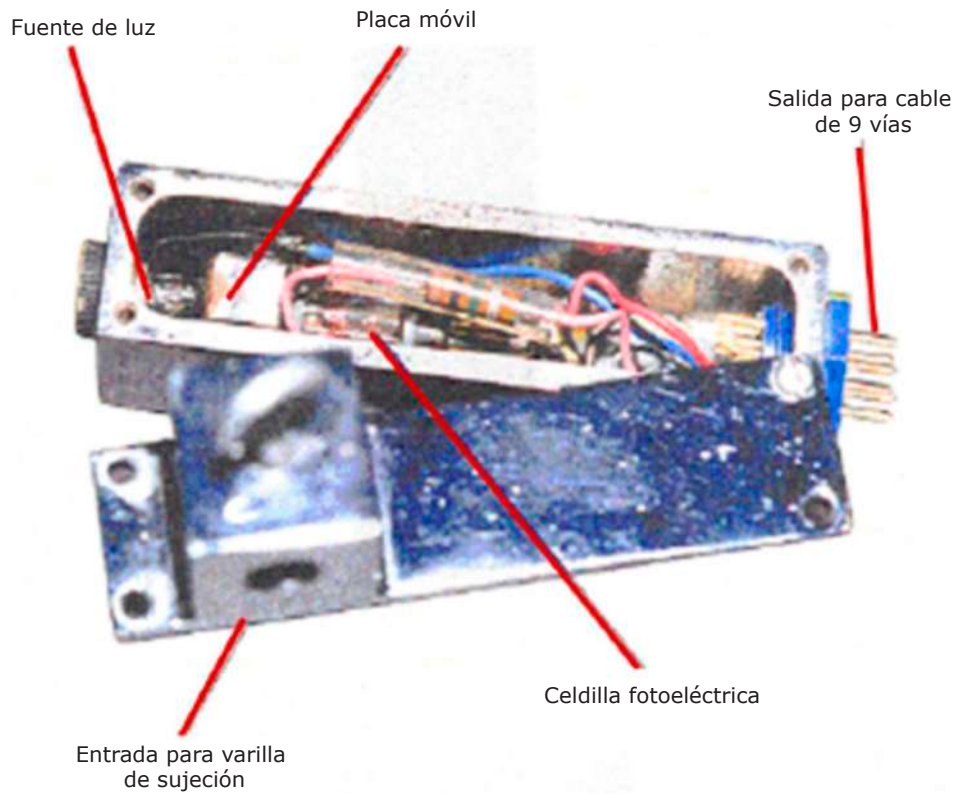


Figura 1.4. Se muestra la estructura interna de un transductor de fuerza

Unidad amplificadora

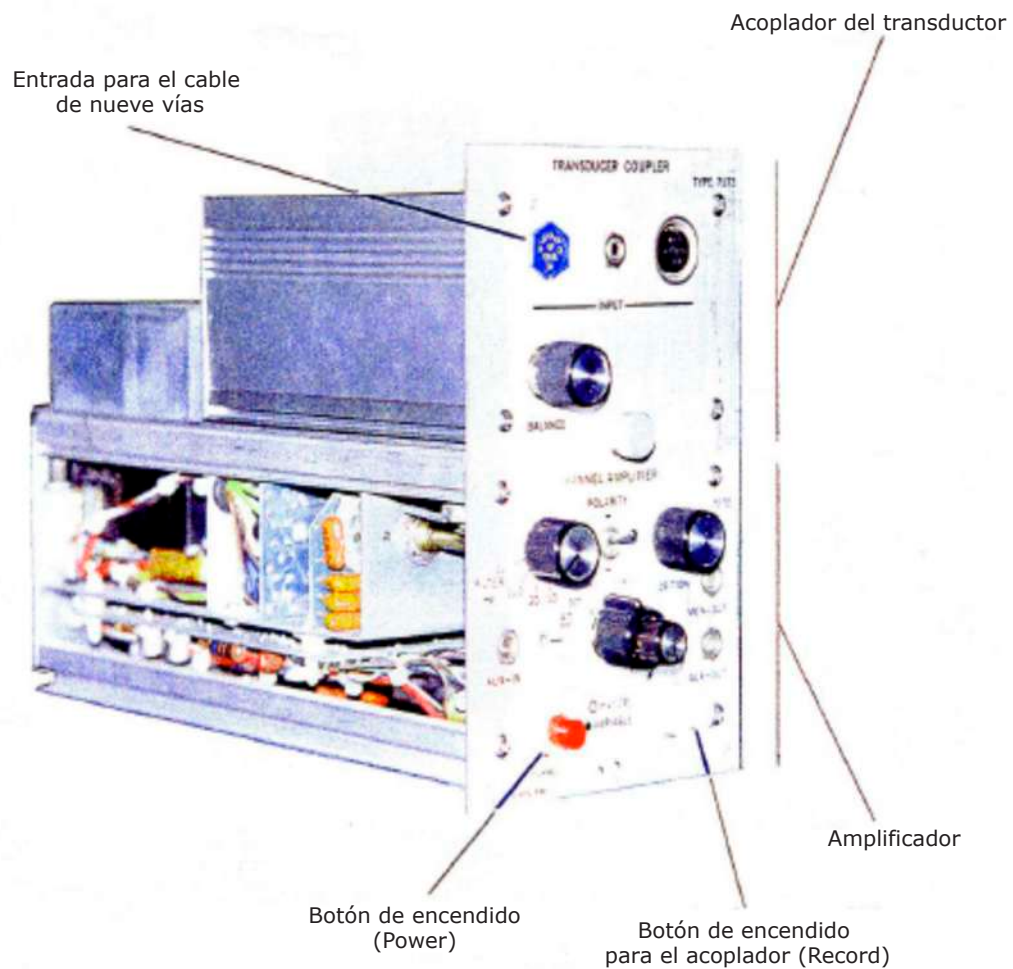


Figura 1.5. Detalla los controles y la estructura interna de la unidad amplificadora

Segunda parte

Interpretación de registros

Objetivo: El alumno aprenderá a reconocer e interpretar distintos tipos de registros obtenidos con el fisiógrafo.

Puesto que el objetivo del manejo del fisiógrafo es el obtener la expresión gráfica de uno o varios eventos fisiológicos, es importante el análisis de los registros para su correcta interpretación. Podemos obtener diferentes expresiones gráficas, esto dependerá de la muestra biológica empleada; a continuación se dan algunos ejemplos:

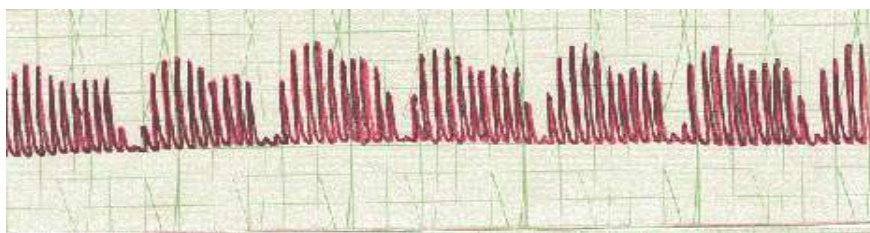


Figura 1.2.1. Registro de contracciones cardíacas. Calibración: 10 g–4 cm.
Velocidad de papel: 0.5 cm/s

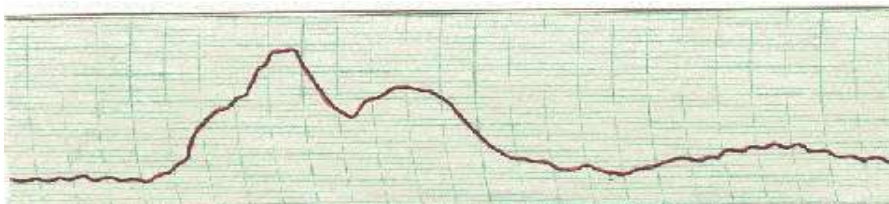


Figura 1.2.2. Registro de una contracción uterina. Calibración: 4 g–5 cm.
Velocidad de papel: 0.25 cm/s

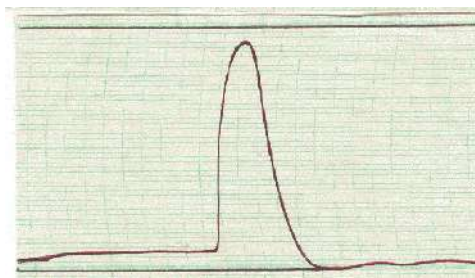


Figura 1.2.3. Registro de una contracción de músculo estriado esquelético.
Calibración: 40 g–1 cm. Velocidad de papel: 10 cm/s

Observe que cada uno de los registros es diferente en su trazo, así como en cada caso se emplea una calibración y una velocidad de papel diferente, dicha velocidad nos permite obtener registros abiertos o cerrados:



Figura 1.2.4. Registro cerrado de varias contracciones del músculo esquelético estriado.

Velocidad de papel: 1 cm/s.

Registro abierto de una contracción del músculo esquelético estriado.

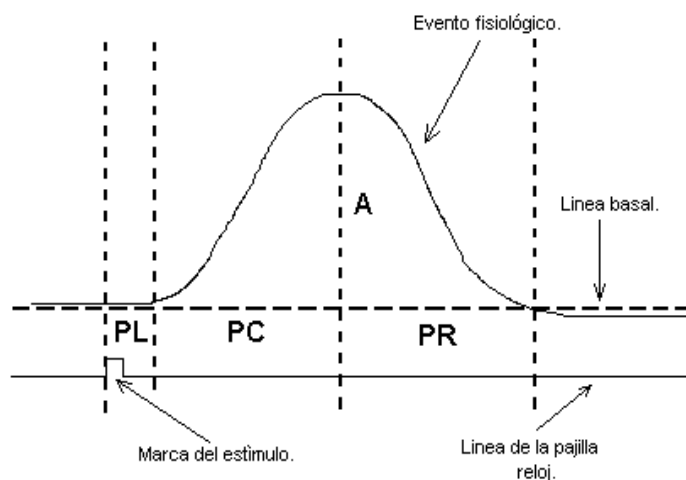
Velocidad de papel: 10 cm/s. Estimulación continua

Para controlar la apertura de un registro (longitud), se emplea el selector de velocidad del papel; podemos obtener registros a velocidad lenta de 0.0025 cm/s o rápida de 10 cm/s.

La utilización de una velocidad específica dependerá de las necesidades de la práctica.

El fisiógrafo cuenta con una pajilla reloj, la cual puede efectuar una marca continua cada 1, 5, 30 y 60 segundos; esto lo podemos elegir con el botón que se encuentra a la derecha del selector de las velocidades del papel, al seleccionar alguna marca de tiempo, la pajilla reloj automáticamente marcará hacia abajo, esto nos ayudará a interpretar el tiempo que tarda en responder un tejido a un estímulo, cuánto dura la respuesta de ese estímulo, etc. (lámina 1.1).

A todo registro obtenido en el fisiógrafo, es necesario interpretarlo para un correcto análisis, la medición de sus diferentes componentes no reporta demasiada dificultad puesto que los valores obtenidos los reportaríamos en centímetros, sin embargo, dependiendo del componente medido será el valor reportado en las unidades correspondientes. A continuación se muestra un esquema y los componentes que a éste integran.



JRAT 10

Figura 1.2.5.

PL. Período de Latencia. Representa el tiempo que tarda en responder un tejido a un estímulo.

PC. Período de Contracción. Representa desde el inicio de la contracción hasta el punto más alto que alcance el registro.

PR. Período de Relajación. Representa desde el punto más alto del registro o de máxima tensión hasta el más bajo o de resolución.

La suma de PC + PR da como resultado la longitud (**L**), o sea, la duración de una contracción y relajación.

La suma de PL + PC + PR da como resultado la Duración Total del Evento (**DTE**), o sea, la duración total de un evento fisiológico.

A. Amplitud. Representa la distancia existente entre la línea basal y el punto de mayor contracción, o sea, la fuerza de máxima tensión desarrollada por el tejido manejado en la práctica.

Al medirse todos los incisos anteriores, obtenemos valores expresados en centímetros, sin embargo, se deben reportar en unidades más representativas: PL, PC, PR, L y DTE se reportan en unidades de tiempo (segundos, minutos, etc.), en el caso de la Amplitud (A), ésta se reporta en unidades de peso (gramos, kilos, etc.).

Para efectuar la sustitución de los valores obtenidos, centímetros por segundos o centímetros por gramos, recurrimos a los siguientes cálculos:

Tiempo = Distancia/Velocidad

Si la longitud de un registro mide 4 cm y la velocidad del papel empleada fue de 10 cm/s tenemos:

(Tiempo) $0.4 \text{ s} = 4 \text{ cm} \mid \mid 10 \text{ cm}$

Esto también lo podemos calcular por una "regla de tres":

Velocidad de papel: 10 cm/s

Valor obtenido del registro: 4 cm

Si 10 cm es a 1 s

4 cm es a X s

$4 \times 1 \mid \mid 10 = 0.4 \text{ s}$

Para el caso de calcular la fuerza expresada en gramos de una contracción, hacemos uso de otra regla de tres, sólo que en esta ocasión utilizamos la calibración:

Calibración del fisiógrafo: 40 g-5 cm

Valor obtenido del registro: 3 cm

Si 5 cm es a 40 g

3 cm es a X g

$3 \times 40 \mid \mid 5 = 24 \text{ g fuerza}$

Observe el siguiente ejemplo, el registro es de una contracción de músculo esquelético:

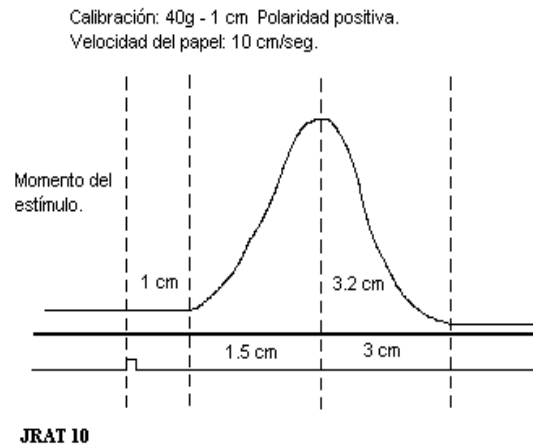


Figura 1.2.6.

Período de Latencia (PL): 0.1 s

10 cm - 1 s

1 cm - X s $1 \times 1 \mid \mid 10 = 0.1 \text{ s}$

Período de Contracción (PC): 0.15 s

10 cm - 1 s

1.5 cm - X s $1.5 \times 1 \mid \mid 10 = 0.15 \text{ s}$

Período de Relajación (PR): 0.3 s

10 cm - 1 s

3 cm - X s $3 \times 1 \mid \mid 10 = 0.3 \text{ s}$

PC + PR = 0.15 + 0.3 = 0.45 s

Duración Total del Evento (DTE): 0.55 s

PL + PC + PR = L + PL = 0.55 s

Amplitud (A): 128 g fuerza

1 cm–40 g

3.2 cm–X g

$3.2 \times 40 \parallel 1 = 128 \text{ g fuerza}$

Con ayuda del ejemplo anterior, efectúe la interpretación del siguiente registro de músculo estriado esquelético sin interpretación numérica. Utilizando los datos de velocidad y calibración del ejercicio anterior, mida con una regla el registro de abajo:

Período de Latencia (PL):

Período de Contracción (PC):

Período de Relajación (PR):

Longitud (L):

Duración Total del Evento (DTE):

Amplitud (A):

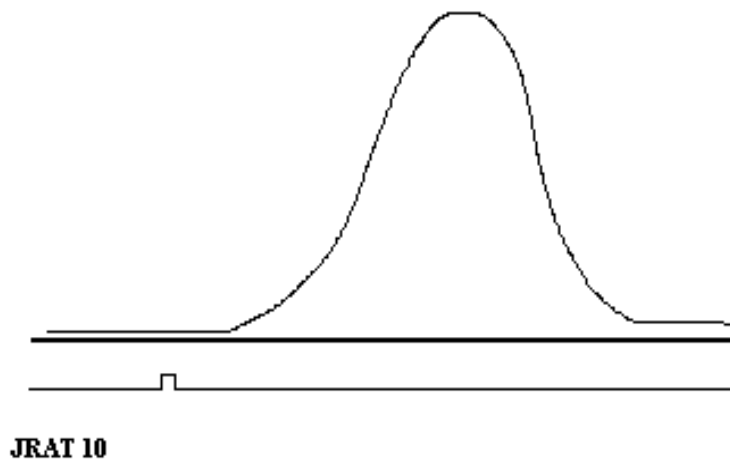


Figura 1.2.7. Ejercicio de interpretación de gráficas

Cuestionario de evaluación

1. Elabora un diagrama de flujo con los pasos para usar el fisiógrafo (balanceo y calibración).
2. ¿Cuál es la diferencia entre balanceo y calibración?
3. ¿En qué magnitudes y unidades se maneja la calibración?
4. ¿Cuál es la función del control de amplitud?
5. ¿Por qué medios se puede registrar un evento fisiológico?
6. ¿Qué variables se identifican en un registro fisiológico?
7. ¿Qué información necesitas para obtener la duración e intensidad de un evento?

Medidas de seguridad y riesgos

Observar las indicaciones para conectar los cables de corriente y tierra para evitar algún pico de corriente en el equipo (NOM-016-SCFI-1993). Asimismo, observar indicaciones en el manejo del equipo (botones y miógrafo).

Bibliografía

Hoff. H.E. Geddes L.A. *Manual de Fisiología Experimental*. Ed. Baylor University College of Medicine, Houston Tex. 1966.

Martin E David. *Laboratory Experiments in Human Physiology*. Ed. Narco Bio Systems INC. 2a edición. USA. 1975.

Pritchett F. John. *Dynamic Studies in Basic Physiology*. Ed. Narco Bio Systems INC. 1a edición. USA 1978.

Práctica 2. Obtención e interpretación de un registro de la actividad respiratoria en la rata

Diseño experimental

Cuestionario de prerrequisitos

1. ¿Qué variables considera un diseño experimental simple bivalente?
2. Menciona los distintos métodos de contención para el manejo de la rata de laboratorio. Proporciona ejemplos.
3. ¿Por qué es importante evaluar la frecuencia y la intensidad en la actividad respiratoria en animales bajo contención química?
4. ¿Qué parte del manejo del fisiógrafo, visto en la práctica anterior, integrarás en la presente práctica?

Objetivo: El alumno elaborará un diseño de experimentación en base a los conocimientos adquiridos en la práctica mediante el empleo de un modelo biológico que será una rata de laboratorio (*Rattus norvegicus*).

Introducción

Un diseño experimental es la estructuración lógica del pensamiento y su aplicación práctica y concreta en un problema científico para alcanzar los objetivos planteados, así como para responder a las interrogantes planteadas en la hipótesis.

Todo experimento tiene como fin encontrar las posibles relaciones existentes entre las dos variables: la variable independiente y la variable dependiente. Los valores de la variable dependiente varían en función de los valores de la variable independiente, es decir, la variable dependiente existe en función de la variable independiente.

El diseño simple bivalente es la forma menos compleja de realizar un diseño experimental. En este diseño, interviene un valor de la variable independiente y su respuesta (la variable dependiente).

La necesidad de la experimentación docente con animales implica el proporcionar a éstos las condiciones óptimas para su contención y así evitar el sufrimiento innecesario. Por tal motivo, la anestesia es el método de contención química más adecuado para alcanzar este objetivo; sin embargo, ciertos tipos de anestesia provocan variaciones en la frecuencia e intensidad respiratoria en los animales de experimentación.

Para el desarrollo de las prácticas de Fisiología General, se emplean ratas de laboratorio como modelo biológico. Las ratas empleadas son la variedad doméstica de la rata noruega (*Rattus norvegicus*), cepa Wistar. Para manejar a este roedor se sujeta de la base de la cola, nunca de la punta o de la mitad de esta, debido a que se le puede desprender la piel de esa porción; levantándola sólo un poco para que con la mano libre se sujete el cuerpo de la rata, colocando el pulgar y el índice alrededor del cuello de la rata, procurando dar solamente la presión necesaria para inmovilizarla, nunca demasiado.

Para inmovilizar a la rata se emplean diversos fármacos depresores del sistema nervioso central (SNC) como: Acepromacina, Tiletamina, Ketamina. Todos estos se podrán administrar por vía intramuscular o subcutánea; dependiendo de la vía de entrada será el tiempo que tarde en hacer efecto, así como el tiempo de su metabolización. Toda aplicación de cualquier sustancia en roedores se debe efectuar con jeringas y agujas para insulina o tuberculina: aguja # 27 color naranja.

Para anestesiarse a las ratas vía intraperitoneal, se describe a continuación la técnica:

Sujete a la rata como se indicó anteriormente, procure no hacer demasiada presión con los dedos sobre el abdomen, coloque a la rata con la cabeza hacia abajo, dirija la aguja de la jeringa hacia la región inguinal en un ángulo de 90° con respecto a la columna vertebral de la rata; una vez dentro de la cavidad abdominal puede administrar el fármaco.

Material que se proporciona en el laboratorio

- **Material biológico**

1 rata macho cepa Wistar de 250g de peso aproximadamente

- **Reactivos, fármacos y soluciones**

Tiletamina + Zolacepam

Acepromacina

Flunixinina

- **Material y útiles diversos**

1 tabla para disección de roedores

- **Equipo**

Fisiógrafo de un canal

Cables para fisiógrafo

1 captor miógrafo tipo B o captor F-2000

1 soporte universal

1 pinza para soporte universal

Material que debe traer el alumno

2 jeringas para insulina

Papel sanitario

1 tubo de hilo de algodón

1 tubo de hilo cáñamo

1 regla

Guantes de látex

Cubre bocas

Desarrollo

- 1) Balancee el canal del fisiógrafo (siga las instrucciones de la práctica uno).
- 2) Calibre el canal a 10 g – 3 cm polaridad positiva, haciendo uso del captor tipo B o F2000.
- 3) Ajuste la velocidad del papel a 0.25 cm/s.
- 4) El profesor le asignará el protocolo de anestesia y analgesia para la rata.

A continuación se plantea el diseño de un experimento en donde la variable independiente es el grado de profundidad de la anestesia de la rata y la variable dependiente es la intensidad y frecuencia respiratoria.

- 5) Una vez anestesiada la rata, con el hilo cáñamo amarre sus extremidades a la tabla para disección de roedores. Dicha tabla deberá ser preparada con anticipación, esto es: aprovechando las perforaciones de esta tabla, amarre firmemente cuatro tirantes, uno por cada esquina de la tabla y apoyándose en estos amarres, anude los extremos libres de las ligaduras anteriormente puestos a los miembros de la rata, colocando a esta en posición decúbito ventral.
- 6) Amarre alrededor del tórax de la rata un hilo de algodón (no lo apriete demasiado), con el extremo opuesto del hilo de algodón elabore una jareta que enganchará al porta especímenes del captor (ajuste una distancia entre el captor y el dorso de la rata de 10 cm).
- 7) Encienda el botón de Record y observe la pajilla (si hay demasiada tensión, la pajilla se elevará saturando el canal, en caso contrario, la pajilla puede no presentar movimiento alguno), ajuste la amplitud de su registro elevando o descendiendo la pinza que sujeta al captor hasta que sitúe la pajilla lo más cercano a la línea basal.
- 8) Baje la polea de arrastre y deje que se registre la respiración por espacio máximo de dos minutos, apague el botón de Record; si el registro es muy cerrado aumente la velocidad del papel. Después de registrar la respiración durante dos minutos máximo y apagar el botón de Record, levante la polea de arrastre, deje pasar 10 minutos, encienda nuevamente el botón de Record y baje la polea de arrastre, obtenga otro registro de máximo

dos minutos, apague nuevamente el botón de Record y levante la polea de arrastre; continúe de esta forma hasta obtener 4 registros de dos minutos cada uno con intervalos de descanso de 10 minutos.

Complete la tabla y la gráfica siguiente.

Fármaco empleado:

Registro	Duración del registro en minutos	Frecuencia respiratoria por minuto	Fuerza de respiración en gramos
1			
2			
3			
4			

Tabla 2.1 Registros de actividad respiratoria en una rata anestesiada.

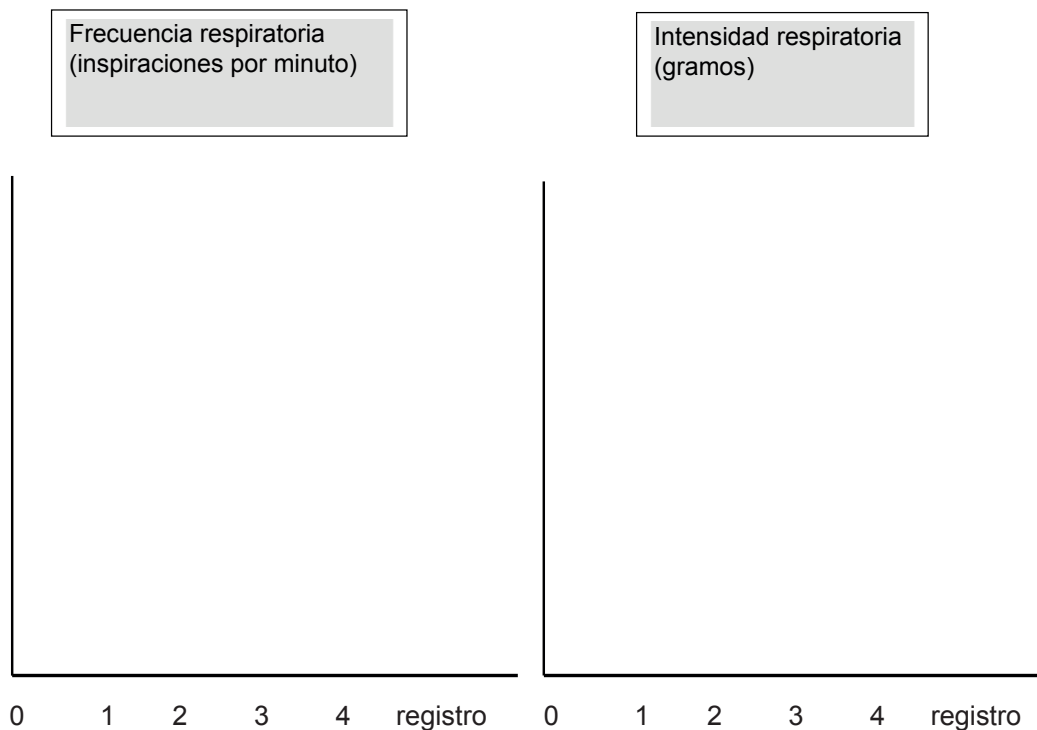


Figura 2.1. Gráficas de actividad respiratoria

Una vez completados los cuatro registros, desate a la rata y ayúdela a recuperarse, limpie su mesa de trabajo, apague el fisiógrafo, retire la tinta de las pajillas y entregue su equipo en orden.

El material biológico que se usó en esta práctica fue obtenido del Bioterio de Campo 4, donde los animales ahí alojados se encuentran en aparentemente sanos, cuidados y alimentados bajo los requerimientos de la **NOM-062-ZOO-1999**.

Cuestionario de evaluación

1. ¿Cuál es el efecto del anestésico utilizado al inicio de la contención química?
2. ¿Cómo se comportó la curva de frecuencia respiratoria con respecto a la de intensidad de la respiración?
3. ¿A qué se debe la variación de la intensidad respiratoria durante los cuatro registros?
4. Cerciorarse en cuanto tiempo se consiguió que la rata se recuperara de la anestesia.

Medidas de seguridad

Observar las indicaciones del profesor de laboratorio en el manejo de la rata de laboratorio para evitar accidentes como mordeduras; si estas se llegan a presentar, el alumno deberá lavarse inmediatamente con agua y jabón. No se requiere ningún otro cuidado.

Para el manejo del equipo observar las indicaciones para conectar los cables de corriente y tierra, para evitar algún pico de corriente en el equipo así como indicaciones en el manejo del equipo (botones y miógrafo).

Precaución en el manejo de jeringas; si ocurre algún accidente, reportar al profesor encargado y si él considera necesario, indicará al alumno acuda al médico de la Facultad.

Disposición de desechos biológicos y no biológicos

Según la norma NOM-087-ECOLSSA1-2002 el cadáver de la rata, en su caso, será depositado en una bolsa de color amarillo y llevada al horno crematorio para su incineración.

Los guantes y cubre bocas se depositan en la bolsa de color amarillo para su incineración.

Bibliografía

Gómez Romero J. *El Método Experimental*. Ed. Harla Harper & Row Latinoamericana. México. 1983.

Widdicombe John. Davies Andrew. *Fisiología del Aparato Respiratorio*. Ed. El Manual Moderno. 1.ª edición. México. 1985.

Guyton & Hill. *Tratado de Fisiología Médica*. Ed. Mac Graw-Hill- Interamericana, 9.ª edición. México

Práctica 3. Músculo estriado esquelético

Registro de las respuestas a las variables del estímulo eléctrico

Cuestionario de prerequisites

1. Elabora un esquema donde se muestren las proteínas constitutivas del músculo estriado esquelético.
2. ¿Cuál es la innervación del músculo estriado esquelético y cuál el mediador químico involucrado?
3. ¿Cómo participa el ATP en el fenómeno de la contracción y de la relajación?
4. ¿Cuál es la importancia el ión Ca^{2+} para la contracción muscular?
5. Describe el proceso molecular de la contracción del músculo estriado esquelético.

Objetivos: El alumno aprenderá la serie de eventos que conforman a una sacudida simple, además de la respuesta muscular a la variación de la intensidad, duración y frecuencia del estímulo eléctrico y comprenderá el fundamento de la inhibición de Wedensky.

Introducción

Dentro de un diseño experimental se pueden manejar distintos valores de la variable independiente, esto con la finalidad de tener más elementos en la comprobación de la hipótesis planteada. Al proponer varios valores de la variable independiente, necesariamente aumentarán los grupos experimentales, uno para cada valor de la variable independiente, por lo tanto, el diseño experimental se volverá más complejo así como el análisis de resultados.

La principal función fisiológica del músculo estriado esquelético es la contracción, el acortar sus dimensiones gracias a la interacción de las proteínas actina y de la miosina (entre otras). El fenómeno de la contracción se da gracias a su propiedad de

responder a un estímulo ya sea mecánico, eléctrico, térmico o químico. El músculo estriado esquelético responde de manera notoria a la estimulación eléctrica, proporcionando una serie de respuestas registrables por el fisiógrafo.

El músculo estriado esquelético se encuentra constituido por fibras musculares dispuestas en paralelo entre los extremos de la masa muscular que, en la mayoría de los casos, son extremos tendinosos. Cada fibra es una célula multinucleada larga a manera de cilindro, carecen de puentes sincitiales; se encuentra constituida de las siguientes proteínas: miosina, actina, tropomiosina la cual se divide en troponina I, T y C, actinina, nebulina, titina, distrofina.

Un potencial de acción genera la despolarización de la membrana del músculo estriado causando una contracción seguida de una relajación, fenómeno conocido como sacudida simple. Cuando se provocan contracciones repetidas producto de potenciales de acción continuos se impide la libre relajación muscular, dando como resultado una suma de contracciones, aumentando la tensión muscular, fusionando las respuestas individuales en una sola, llamada contracción tetánica o Tétanos (gr.; *Teino*, yo tenso), pudiendo ser completo cuando no hay relajación o incompleto cuando la hay.

En el caso de aplicar series de estímulos máximos a una frecuencia menor a la tetanizante, se obtiene un aumento de tensión después de cada sacudida la cual se torna uniforme posteriormente, este fenómeno se le conoce como "Treppe" en alemán (escalera), o fenómeno de la escalera, el cual se explica por un posible aumento en la disponibilidad de Ca^{+2} para unirse a la troponina C.

Debido a que el músculo estriado esquelético se encuentra innervado por el sistema nervioso somático, es posible generar potenciales de acción a partir de la despolarización de la membrana neural para que el potencial viaje hasta la unión mioneural, donde se libera el mediador químico (acetilcolina), que despolariza la membrana de la célula muscular, generando una sacudida simple. Mediante la estimulación de forma repetida de una fibra nerviosa se obtendrá una disminución de la respuesta muscular debido al agotamiento del mediador químico. A este fenómeno se le conoce como inhibición de Wedensky, el cual no tiene nada que ver con una fatiga muscular.

Unidad estimuladora

El fisiógrafo cuenta con una amplia gama de accesorios que, sin formar parte de su unidad funcional, incrementan su utilidad, e.j., Desfibrilador, Respiradores, Estimulador, Osciloscopio, etc.; de todos estos sólo nos ocuparemos del estimulador, que es un accesorio del fisiógrafo, encargado de enviar estímulos eléctricos ajustables a una frecuencia en pulsos por segundo (pps), con una intensidad (volts) y con una duración (ms).

Identifique la unidad estimuladora en el fisiógrafo con ayuda del esquema adjunto.

Identifique cada una de sus partes (figura número 3.1).

La **frecuencia** a la que se pueden enviar los pulsos eléctricos puede ser elegida inicialmente con la perilla de disparo; al moverla hacia abajo en posición "Single" se garantiza el envío de un solo estímulo, al moverla hacia arriba posición "Cont", la frecuencia de estimulación será continua y la cantidad de estímulos por segundo (pps) se graduará con el botón blanco de frecuencia y su respectiva perilla multiplicadora, la cual indica tres alternativas: X .1, X1, X10, esto significa que al mover la perilla multiplicadora hacia abajo (X.1), estaremos multiplicando por 0.1 el valor elegido con el botón blanco, de esta forma tendremos una frecuencia mínima de 0.2 pps y si se multiplica por X10, una máxima de 250 pps.

La **intensidad** se modulará con el botón de color guinda y su respectiva perilla multiplicadora en color rojo. De igual forma que en el anterior, tenemos voltajes mínimos de 0.1 volts a máximos de 120 volts.

La **duración** de cada pulso estará modulada por el botón de color negro que también tiene su perilla multiplicadora del mismo color, los valores que tendremos serán como mínimo 0.1 ms. a una máxima de 120 ms.

En la parte inferior de las terminales conectoras de la Unidad Estimuladora se encuentra un pequeño foco, este encenderá al momento que se envíe un pulso; por otra parte, la pajilla reloj, simultáneamente efectuará una deflexión hacia arriba, garantizando con esto el registro del momento de la estimulación eléctrica.

Unidad estimuladora

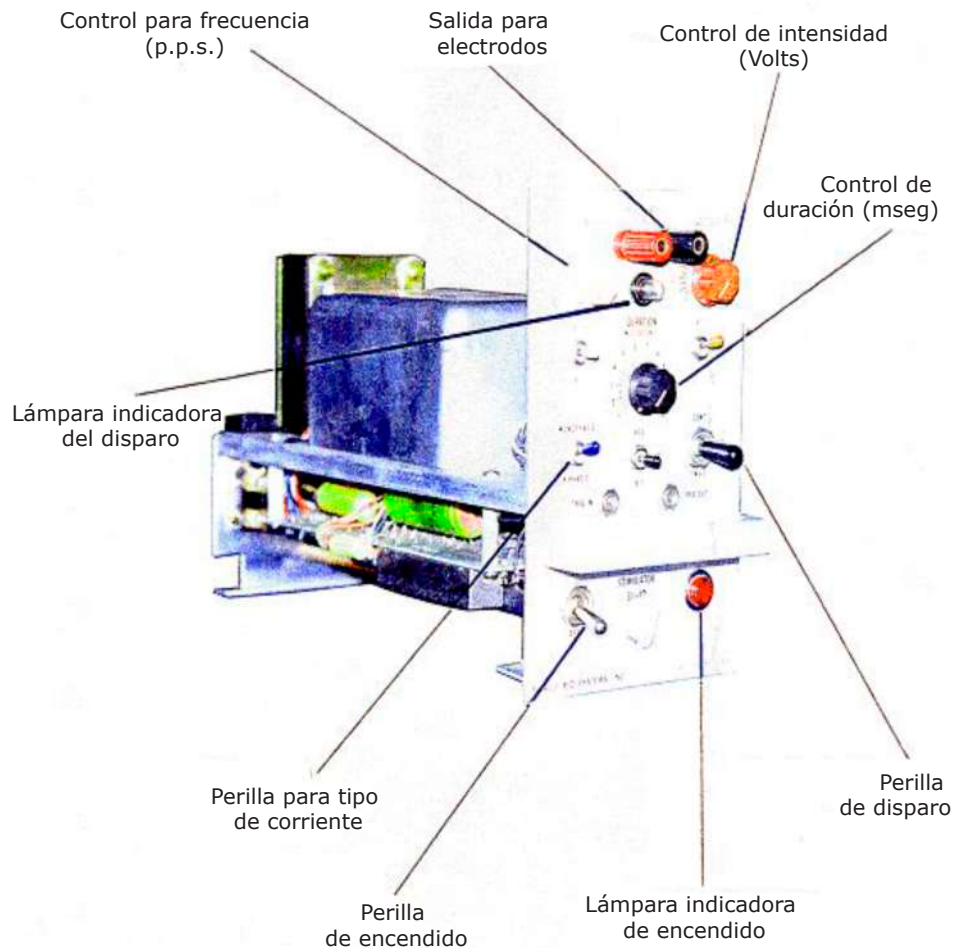


Figura 3.1. Unidad estimuladora

También podemos elegir el tipo de estímulo enviado, monofásico o bifásico; esto se elige con la perilla de color azul (monofásico el estímulo parte de un polo, mientras que en bifásico se envía por los dos polos).

Para encender la unidad estimuladora basta con desplazar la perilla niquelada de encendido a la posición "ON" y se encenderá una señal luminosa roja del lado derecho inferior de la misma.

Para que el modelo biológico de experimentación reciba el pulso eléctrico, se utilizan diferentes tipos de electrodos. En esta práctica se emplean electrodos de aguja, para el caso de la inhibición de Wedensky se usa un electrodo en vaina.

Material que se proporciona en el laboratorio

- **Material biológico**

1 rata macho cepa Wistar de aproximadamente 250 g de peso

- **Reactivos, fármacos y soluciones**

Tiletamina + Zolacepam

Acepromacina

Flunixinina

Glicerol

- **Material diverso**

1 tabla para disección de roedores

- **Equipo de laboratorio**

Fisiógrafo de un canal

Juego de cables para fisiógrafo

1 captor miógrafo tipo C o F-2000

1 pinza para soporte universal

Unidad estimuladora

Cables para la unidad estimuladora

1 juego de electrodos de aguja

1 juego de electrodos en vaina

1 soporte universal

Material que debe traer el alumno

Estuche de disección
3 jeringas para insulina
Papel sanitario
1 tubo de hilo de algodón
1 tubo de hilo cáñamo
Guantes de látex
Cubre bocas
Gasas
Benzal
Jabón
Hoja para rasurar
Franela y líquido para desinfectar

Desarrollo

- 1) Balancee y calibre el fisiógrafo a 40 g - 1 cm polaridad (+).
- 2) El profesor le asignará el protocolo de anestesia y analgesia para la rata.
- 3) Amarre a la rata con el hilo cáñamo a la tabla de disección en posición decúbito ventral, dejando libre uno de los miembros pélvicos.
- 4) Efectúe la tricotomía necesaria en el área quirúrgica miembro pélvico libre, realice la antisepsia con benzal y gasas. Haga una incisión longitudinal con el bisturí sobre el borde caudal de dicho miembro, desde el calcáneo, hasta tres cuartas partes del muslo. Identifique el área de los músculos: semitendinoso, semimembranoso y gastrocnemio, de este último separe por disección roma sólo un poco la piel que lo cubre de ambos lados de la incisión.
- 5) Pase por debajo del tendón del calcáneo un hilo de algodón de +/- 15 cm de longitud y amárrelo firmemente en el mismo.

- 6) Por disección roma localice entre los músculos semitendinoso y semimembranoso al nervio isquiático.
- 7) Deslice el nervio dentro de la vaina del electrodo, posteriormente introduzca al electrodo en la misma vaina y todo el paquete colóquelo entre ambas masas musculares.
- 8) Desinserte el tendón del calcáneo sin que se desprenda el hilo, sujete el extremo libre del tendón con pinzas Kelly y por tracción separe el músculo gastrocnemio del resto de los músculos solo hasta la mitad.
- 9) Amarre el miembro diseccionado a la tabla.
- 10) Inserte los electrodos de aguja en el músculo gastrocnemio, el polo positivo cerca del tendón del calcáneo y el negativo en el extremo opuesto.
- 11) Coloque toda su preparación en una posición que confronte la tabla de disección con el soporte universal sin dejar separación alguna. (Ver figura 3.2).
- 12) Coloque el captor en una posición baja y con ángulo de inclinación de 45° con respecto al eje de la rata, ajustando el extremo libre del hilo al porta especímenes del captor con una jareta.
- 13) Seleccione una velocidad de papel de 0.25 cm/s.
- 14) Conecte las terminales de la extensión de caimanes a la unidad estimuladora.
- 15) Conecte las terminales de los electrodos de aguja a la extensión de caimanes.

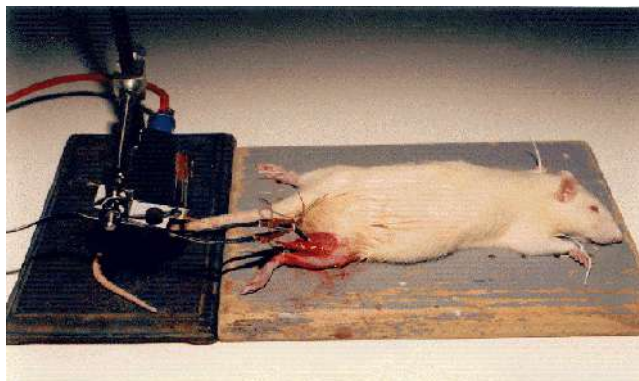


Figura 3.2. Modelo biológico montado correctamente, note la disposición del captor

Ejercicio 1

Caracterización de estímulos

- 1) Coloque las perillas multiplicadoras de unidad estimuladora del voltaje y la duración en X I, la frecuencia no la emplearemos por el momento.
- 2) Coloque el botón de la duración en 7 ms y la perilla azul en posición de bifásico.
- 3) Aumente gradualmente el voltaje unidad por unidad mientras simultáneamente desplaza la perilla de disparo a la posición "Single".
- 4) Observe el comportamiento del músculo gastrocnemio y del registro, anote a que voltaje se dio la mínima respuesta y a cual se dio la máxima respuesta.
- 5) Identifique respuestas y estímulos: subumbrales, umbral, submáximas, máximas y reporte sus resultados en la siguiente tabla:

Volts	Tipo de estímulo	Tipo de repuesta	Respuesta muscular en centímetros	Respuesta muscular en gramos
	Subumbral	Subumbral		
	Umbral	Umbral		
	Submax	Submax		
	Max.	Max.		
	Supramax	< o = Max.		

Tabla 3.1 Caracterización de estímulos

Ejercicio 2

Sacudida simple

- 1) Utilizando el voltaje para obtener una respuesta máxima y una velocidad de 0.0025 cm/s, gire el selector de la velocidad de papel a 10 cm/s y si-

multáneamente envíe un estímulo único al gastrocnemio, inmediatamente después gire nuevamente el control de la velocidad del papel a la mínima velocidad.

2) Efectúe el análisis del registro abierto de la sacudida simple.

	cm	s
Periodo de latencia		
Periodo de contracción		
Periodo de relajación		
Longitud		
Duración total del evento		
	cm	g
Amplitud		

Tabla 3.2. Interpretación de un registro abierto en sacudida simple

Ejercicio 3

Efecto de la duración del estímulo

En este ejercicio se aplicará la variable independiente: duración del estímulo. Dicha variable será proporcionada en tres diferentes valores: X.1, X 1 y X10 mili segundos de duración, por lo cual obtendremos diferentes respuestas al aplicar estímulos de mínima, mediana y alta duración.

Para la realización del ejercicio sigue las siguientes indicaciones:

- 1) Seleccione una velocidad de 0.25 cm/s.
- 2) Coloque el botón de voltaje en el mínimo valor y su perilla multiplicadora en X1.
- 3) Utilizando los voltajes obtenidos umbral y máximo, obtenga las respuestas utilizando las duraciones de 0.7, 7 y 70 milisegundos.

4) Reporte sus resultados en la siguiente tabla:

Escalas de duración

Volts	0.7 ms	0.7 ms	7 ms	7 ms	70 ms	70 ms
	Respuesta	Respuesta	Respuesta	Respuesta	Respuesta	Respuesta
	cm	g	cm	g	cm	g
Umbral						
Max.						

Tabla 3.3. Efecto del tiempo de duración de un estímulo

Al obtener los resultados anteriores, podemos observar que existen diferencias en las respuestas del músculo esquelético al haber aplicado tres diferentes valores de la variable independiente (V.I.), duración del estímulo. En base a lo anterior, elabore una gráfica que muestre la diferencia de la aplicación de tres valores de la V.I., con las distintas intensidades de voltaje que se usaron. Usa colores para diferenciar.

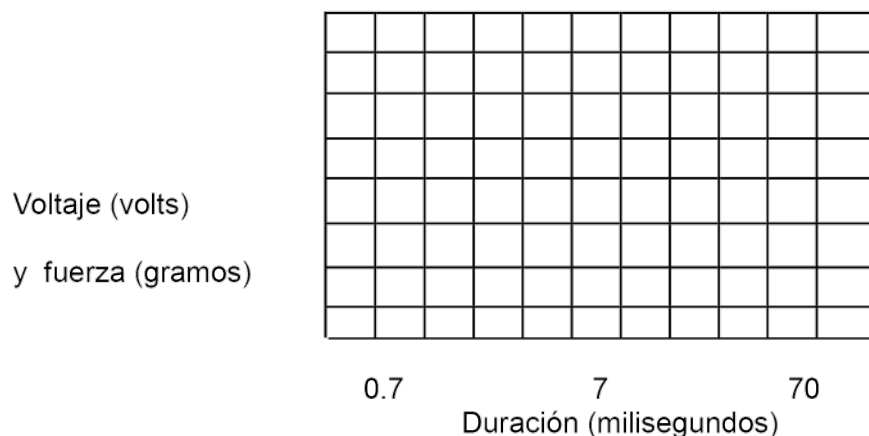


Figura 3.3

Ejercicio 4

Efecto de la Frecuencia de estimulación, Fenómeno de escalera, Téτανos incompleto, Téτανos completo y Fatiga muscular

- 1) Empleando el voltaje para respuestas máximas, con un valor de duración 7 milisegundos multiplicado por X 1 y el botón de frecuencia en el mínimo valor y multiplicado por X 1, seleccione una velocidad de papel de 1 cm/s.
- 2) Coloque la perilla de disparo en la posición "Cont", baje la polea de arrastre.
- 3) Aumente gradualmente la frecuencia de estimulación girando el botón blanco.
- 4) Anote a qué frecuencia se obtiene una "Escalera", un "Téτανos Incompleto" y un "Téτανos Completo".
- 5) No se recomienda aumentar demasiado la frecuencia, ni tampoco variar el voltaje o prolongar indefinidamente el "Téτανos Completo". Evite experimentaciones innecesarias.
- 6) Levanta la polea de arrastre.

Fenómeno	Frecuencia de estimulación
Escalera	
Téτανos incompleto	
Téτανos completo	

Tabla 3.4. Efecto de la frecuencia de estimulación

Ejercicio 5

Inhibición de Wedensky

- 1) Desconecta las terminales de los electrodos de aguja de los caimanes y conecta el electrodo en vaina a las terminales de los caimanes.
- 2) Seleccione una velocidad de papel de 0.5 cm/s.
- 3) Con los valores correspondientes para obtener una respuesta máxima y con una frecuencia de 3 a 5 pps., baje la polea de arrastre y coloque la perilla de disparo en la posición "Cont".

- 4) Observe la respuesta en el registro de las contracciones del músculo, cuando la fuerza de estas disminuya a la mitad o menos, mueva la perilla de disparo a la posición "Off".
- 5) Desconecte los caimanes de las terminales del electrodo en vaina y conecte nuevamente las terminales de los electrodos de aguja en las terminales de los caimanes.
- 6) Sin cambiar los valores de la estimulación, envíe uno o dos estímulos únicos al músculo gastrocnemio, observe la amplitud de las respuestas obtenidas.
- 7) Llena la siguiente tabla:

	Amplitud inicial	Amplitud final
Nervio		
Músculo	-----No aplica-----	

Tabla 3.5. Inhibición de Wedensky

- 8) Retire los electrodos de aguja del músculo gastrocnemio, así como el electrodo en vaina y su correspondiente vaina, desate la rata de la tabla de disección. El profesor se encargara de la eutanasia de la rata. Verifique los pasos secuenciales para apagar el fisiógrafo (ver página 10). Entregue su equipo y mesa limpios y en orden.

Cuestionario de evaluación

1. ¿Por qué en respuesta su umbral no es graficable?
2. ¿Qué eventos constituyen una sacudida simple?
3. ¿Por qué razón la variación en la duración del estímulo afecta la amplitud de la respuesta?
4. ¿Cuál es la explicación fisiológica del "Fenómeno de la escalera"?
5. Explica la fisiología de la "Fatiga muscular" y la "Fatiga sináptica".

Medidas de seguridad y riesgos

Observar las indicaciones del profesor de laboratorio en el manejo de la rata de laboratorio para evitar accidentes como mordeduras; si estas se llegan a presentar, el alumno deberá lavarse inmediatamente con agua y jabón. No se requiere ningún otro cuidado.

Para el manejo del equipo, observar las indicaciones para conectar los cables de corriente y tierra para evitar algún pico de corriente en el equipo, así como indicaciones en el manejo del equipo (botones y miógrafo).

Disposición de desechos biológicos y no biológicos

Según la norma NOM-087-ECOLSSA1-2002, el cadáver de la rata será depositado en una bolsa de color amarillo y llevada al horno crematorio para su incineración.

Los guantes y cubre bocas se depositan en la bolsa de color amarillo para su incineración.

Los punzocortantes deberán depositarse en el contenedor rojo.

Bibliografía

Ganong F. William. *Ganong Fisiología Médica*. Ed. El Manual Moderno, 23.^a edición. México. 2010.

Guyton & Hill. *Tratado de Fisiología Médica*. Ed. Mac Graw-Hill- Interamericana, 9.^a edición. México 1998.

Manual de Fisiología Experimental. Ed. Baylor University College of Medicine, Houston Tex. 1966.

Martin E David. *Laboratory Experiments in Human Physiology*. Ed. Narco Bio Systems INC. 2.^a edición. USA. 1975.

Hoff. H.E. Geddes L.A. *Manual de Fisiología Experimental*. Ed. Baylor University College of Medicine, Houston Tex. 1966.

Pritchett F. John. *Dynamic Studies in Basic Physiology*. Ed. Narco Bio Systems INC. 1.^a edición. USA 1978.

Practica 4. Músculo liso

Comparación estadística de medias

Cuestionario de prerrequisitos

1. Elabora un esquema donde se muestren las proteínas contráctiles del músculo liso visceral.
2. ¿Cuál es la innervación en el músculo liso visceral y cuáles los mediadores químicos?
3. ¿Cómo participa y cuáles son los efectos de los agentes agonistas y antagonistas sobre el músculo liso?

Objetivos: El alumno aprenderá las diferencias funcionales del músculo liso, así como el mecanismo de contracción y su respuesta a la estimulación térmica, química y eléctrica. Comparará estadísticamente la aplicación de una variable independiente con respecto a un grupo control.

Introducción

La estadística interviene en la investigación a través del Método Científico; en este, la estadística se incluye en la observación, planteamiento de la hipótesis, en el diseño experimental y en el análisis de los resultados. El papel principal de la estadística es analizar correctamente las observaciones para poder obtener inferencias realistas de los datos.

Muchas veces en el diseño de experimentos, el objetivo principal es la comparación de alguna característica para dos tratamientos diferentes, tratando de encontrar cual es el mejor. La técnica adecuada para resolver estos objetivos consiste en plantear primero los supuestos o hipótesis siguientes:

H₀ (Hipótesis nula). En general, puede definirse como una afirmación de no diferencias entre las poblaciones estudiadas. Se presenta de la siguiente manera: $\mu_a = \mu_b$, esto es, los tratamientos a y b tienen el mismo efecto.

Ha (Hipótesis alternativa). Son afirmaciones de "sí diferencias" entre las poblaciones estudiadas. Se representa: $\mu_a \neq \mu_b$, esto es, los tratamientos a y b tienen efectos diferentes.

Ma y Mb representan las medias de las características o variable que se observa para los tratamientos o niveles a y b respectivamente. La prueba de hipótesis que se aplica a los supuestos se llama "Prueba de comparación de medias".

Se ha visto que los estimadores naturales de μ_a y μ_b son $\bar{x}_a$ y $\bar{x}_b$, por lo tanto $\mu_a - \mu_b$ es equivalente a $\bar{x}_a - \bar{x}_b$. Si el estimador $\bar{x}_a - \bar{x}_b$ está cercano a cero, en forma natural podemos aceptar H_0 , es decir, $\mu_a = \mu_b$; si por el contrario, está lejano de cero, rechazamos H_0 .

Para poder cuantificar el concepto cercano o lejos, podemos tomar la variación natural (estándar) del estimador $\bar{x}_a - \bar{x}_b$ como unidad básica y así poder juzgar cuantitativamente dicho concepto.

Al efectuar la prueba correspondiente (T de Student), se llega a la regla de decisión siguiente:

$$T = \frac{\bar{x}_a - \bar{x}_b}{\sqrt{s_a^2/n_a + s_b^2/n_b}}$$

"Si T calculada alejada del cero o sea es mayor que T tablas, rechazamos H_0 ".

La T calculada se compara con la T teórica, la cual se obtiene de las tablas con los siguientes datos: Nivel de significancia $\alpha = 5\%$, grados de libertad = $n_a + n_b - 1$.

La conclusión de la prueba se dará en función de la aceptación o rechazo de la hipótesis nula (H_0) y se dará la traducción de lo que se quería comprobar.

Características del músculo liso

La característica de diferenciación más importante de este tejido muscular respecto al músculo esquelético es la carencia de estriaciones microscópicas transversales y la no existencia de la proteína troponina C, sustituyendo a esta la proteína *calmodulina*, mientras que las otras proteínas actina, miosina y tropomiosina están presentes.

Debido a su disposición e inervación se conocen dos tipos de músculo liso:

Visceral. Se encuentra dispuesto en grandes láminas con puentes de baja resistencia, una sola fibra nerviosa inerva una porción considerable del órgano presentando una función sincitial, además de presentar plexos, e.j., los plexos mioentérico de Auerbach y el submucoso de Meissner del intestino delgado. Este tipo de músculo lo encontramos formando las paredes de los órganos huecos: estómago, esófago, intestino delgado, intestino grueso, vesícula biliar, vejiga urinaria, uréteres y útero.

Multiunitario. Este tipo de músculo liso se encuentra formando unidades individuales las cuales no presentan interconexiones, cada unidad muscular tiene su propia inervación, no presentan plexos como en el caso del visceral, e.j., músculo piloerector, músculos ciliares del ojo, membrana nictitante, pared de algunos capilares.

La inervación de ambos tipos de músculo liso corre a cargo del sistema nervioso autónomo a través de sus divisiones *simpática* y *parasimpática*.

El músculo liso visceral presenta ritmicidad espontánea, demostrable con la variación de su tonicidad y no como una contracción verdadera como en el caso de músculo estriado esquelético; el intestino delgado presenta variaciones de tono longitudinal y circular, además de sus ondas peristálticas. Su actividad normal puede ser alterada por la variación en la temperatura, fármacos agonistas y antagonistas, pulsos eléctricos, aumento de CO₂ o disminución de O₂ en la sangre.

Material que se proporciona en el laboratorio

- **Material biológico**

1 rata hembra cepa Wistar de 200 a 250 g de peso

- **Reactivos, fármacos y soluciones**

Acepromacina

Tiletamina + Zolacepam

Lidocaína

Pilocarpina o acetilcolina

Adrenalina

Oxitocina

Estrógenos

2 frascos gotero con solución Ringer

- **Material diverso**

1 tabla para disección de roedores

- **Equipo de Laboratorio**

Fisiógrafo de un canal

1 juego de cables para fisiógrafo

1 captor miógrafo tipo B o F-60

1 pinza para el soporte universal

1 unidad estimuladora

1 juego de cables para la unidad estimuladora

1 juego de electrodos de minidisco

1 baño maría

1 termómetro

1 soporte universal

Material que debe traer el alumno

Estuche de disección

4 jeringas para insulina

Hilo de algodón

Hilo cáñamo

Papel sanitario

Jabón

1 hoja para rasurar

Franela y líquido desinfectante

Campo quirúrgico

Pinzas de Backhouse (de campo)

Desarrollo

- 1) Balanceé y calibre el fisiógrafo a 10g - 5 cm en polaridad positiva.
- 2) Una vez completado el punto anterior, apague el botón de record.
- 3) El profesor le asignará el protocolo de anestesia y analgesia para la rata.
- 4) Sujete a la rata a la tabla de disección de la forma acostumbrada en posición decúbito dorsal.
- 5) Efectué la tricotomía de la piel del área ventral del cartílago xifoides a la sínfisis púbica, aproximadamente un área de 4 x 3 cm.
- 6) Incida con el bisturí sobre la línea media del abdomen hasta alcanzar la cavidad abdominal.
- 7) Identifique rápidamente hígado, intestino delgado, intestino grueso, vejiga urinaria y cuernos uterinos.
- 8) Por incisión roma, traspase el mesenterio de una asa de intestino delgado que se encuentre vacía y deslice un hilo de algodón, anude los cabos libres del hilo de algodón, no los amarre sobre el intestino, realice la misma maniobra en ambos cuernos uterinos. Aplique sobre los cuernos uterinos 3 gotas de estrógenos con la jeringa de insulina

iCuidado!

No estire, ni maneje en forma brusca ambos órganos, pues el músculo liso es sumamente delicado.

Observe la siguiente imagen.

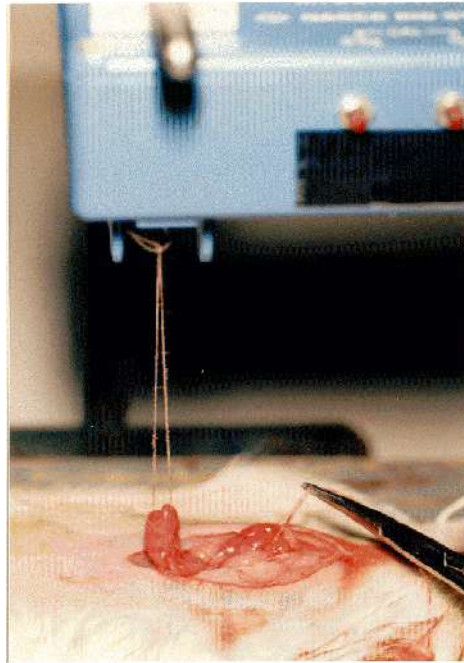


Figura 4.1. Sujeción correcta con hilo de algodón de un intestino a un captor F-60

- 9) Coloque el cabo anudado del intestino delgado en el porta especímenes del captor, encienda el botón de Record y de una tensión de 5 mm a su registro.
- 10) Si no registra motilidad alguna, puede aumentar la sensibilidad disminuyendo la resistencia con el botón Macro, recuerde anotar los centímetros que se eleva su registro para sumarlos a su calibración. También puede aplicar algunas gotas de Ringer (38°C).
- 11) Seleccione una velocidad de 0.25 cm/s y baje la polea de arrastre, no permita que se deshidrate el asa intestinal. De manera alternada, continúe aplicando algunas gotas de Ringer a 40°C.
- 12) Una vez estabilizada la actividad del intestino, obtenga un registro de 90 segundos, posteriormente aplique Ringer a 4° C y registre el efecto durante 90 segundos. Anote lo que sucede.
- 13) Aplique posteriormente Ringer 40°C y registre el efecto durante 90 segundos. Anote la respuesta observada.

- 14) Aplique 0.05 ml de pilocarpina localmente por goteo con la jeringa para insulina, registre el efecto durante 90 segundos. Anote la respuesta observada y posteriormente lave con algunas gotas de Ringer a 40°C.
- 15) Aplique 0.05 ml de adrenalina localmente por goteo con otra jeringa limpia para insulina, registre el efecto durante 90 segundos. Anote la respuesta observada y posteriormente lave con algunas gotas de Ringer 40°C.
- 16) Levante la polea de arrastre y coloque los electrodos de minidisco sobre el asa intestinal y encienda la unidad estimuladora fisiógrafo.
- 17) Baje la polea de arrastre y aplique una serie de estímulos continuos con una duración de 10 ms, una intensidad de 7 volts y una frecuencia de 1 pps, 5 pulsos con descanso de 10 segundos, dos ciclos.
- 18) Apague la unidad estimuladora y el botón de Record, retire los electrodos de minidisco del intestino y también los cabos anudados del porta especímenes del captor que sujeta al intestino, ahora coloque el hilo que sujeta a los cuernos uterinos al porta especímenes.
- 19) Encienda el botón de Record y observe si hay registro de motilidad uterina, aplique algunas gotas de Ringer a 40°C, baje la polea de arrastre.
- 20) Registre la motilidad normal uterina por espacio de 1 o 2 minutos. Como se hizo en intestino delgado, valorar el efecto del Ringer a 4° y 40°C en el mismo lapso de tiempo.
- 21) Aplique 0.1 ml de oxitocina localmente por goteo con una jeringa para insulina. Registre la respuesta durante 90 segundos
- 22) Apague el botón de Record y retire la preparación del captor. El profesor se encargara de la eutanasia de la rata.
- 23) Retire la tinta de las pajillas, entregue todo su equipo limpio y en orden.
- 24) Llene la siguiente tabla con los valores obtenidos de su registro.

Estímulo	Intestino delgado Amplitud (cm)	Intestino delgado Amplitud (g)	Cuernos uterinos Amplitud (cm)	Cuernos uterinos Amplitud (g)
Registro basal				
Ringer (40°C)				
Ringer (4°C)				
Pilocarpina / Ach			X	X
Adrenalina			X	X
Pulsos eléctricos			X	X
Oxitocina	X	X		

Tabla 4.1. Resultados

Con los valores obtenidos de la variable "Pilocarpina/Ach", reúna los resultados de los otros equipos para esta variable y compárelos con los registros basales de los mismos equipos y los suyos mediante la prueba de hipótesis de T de Student; primero planteando sus dos hipótesis H_0 y H_a y luego obteniendo la T calculada y la T de tablas para demostrar si existe diferencia estadística en la aplicación de pilocarpina o Ach al intestino de rata con respecto al registro basal de la actividad intestinal.

Cuestionario de evaluación

1. ¿A qué se le llama "tono" del músculo liso visceral?
2. Explica el mecanismo de respuesta de la estimulación térmica en el músculo liso visceral.
3. Explica el mecanismo de respuesta de la estimulación con pilocarpina/ Ach, adrenalina y oxitocina en el músculo liso visceral.
4. Explica el mecanismo de respuesta de glándulas lacrimales y salivales a la pilocarpina / Ach.
5. Explica el mecanismo de respuesta del músculo liso visceral a la estimulación eléctrica.

Medidas de seguridad y riesgos

Observar las indicaciones del profesor de laboratorio en el manejo de la rata de laboratorio para evitar accidentes como mordeduras, si estas se llegan a presentar, el alumno deberá lavarse inmediatamente con agua y jabón. No se requiere ningún otro cuidado.

El manejo de hormonas (estrógenos) debe hacerse con guantes para evitar algún derramamiento en piel.

Observar las indicaciones para el uso del equipo, conectar los cables de corriente y tierra para evitar algún pico de corriente, así como indicaciones en el manejo de botones y miógrafo.

Disposición de desechos biológicos y no biológicos

Según la norma NOM-087-ECOLSSA1-2002, el cadáver de la rata será depositado en una bolsa de color amarillo y llevada al horno crematorio para su incineración.

Los guantes y cubre bocas se depositan en la bolsa de color amarillo para su incineración.

Los punzocortantes deberán depositarse en el contenedor rojo.

Bibliografía

Daniel W. Wayne. *Bioestadística*. Ed. Limusa, 1ª edición. México. 1977.

Ganong F. William. *Fisiología Médica*. Ed. Mc Graw Hill, 23.ª edición. México. 2010.

Gómez Romero J. *El Método Experimental*. Ed. Harla Harper & Row Latinoamericana. México. 1983.

Guyton & Hill. *Tratado de Fisiología Médica*. Ed. Mac Graw-Hill- Interamericana, 9.ª edición. México. 1998.

Hoff. H.E. Geddes L.A. *Manual de Fisiología Experimental*. Ed. Baylor University College of Medicine, Houston Tex. 1966.

Martin E David. *Laboratory Experiments in Human Physiology*. Ed. Narco Bio Systems INC, 2a edición. USA. 1975.

Pritchett F. John. *Dynamic Studies in Basic Physiology*. Ed. Narco Bio Systems INC, 1.ª edición. USA. 1978.

Práctica 5. Músculo estriado cardíaco

Elaboración de discusión

Cuestionario de prerequisites

1. Explique el efecto fisiológico de los mediadores sinápticos del sistema nervioso autónomo sobre el músculo estriado cardíaco.
2. Explique las características del registro del potencial de acción del músculo estriado cardíaco.
3. ¿Cuál es la distribución del tejido marcapaso y de conducción en el corazón?
4. ¿Qué características fisiológicas presenta el tipo de unión entre las células del músculo estriado cardíaco?
5. Explique la Ley de Frank – Starling.

Objetivos: El alumno aprenderá a elaborar una discusión, a estructurar sus conclusiones en base a los principios básicos de la fisiología del corazón, su respuesta a la estimulación química, térmica y al aumento o disminución de la concentración de oxígeno.

Introducción

La discusión dentro de un trabajo de experimentación es uno de los puntos más importantes en la presentación del mismo, ya que aquí se confrontan los planteamientos teóricos que dieron origen a nuestra hipótesis inicial y a los resultados obtenidos en nuestra experimentación. Al realizar dicha confrontación, puede ocurrir que la hipótesis planteada sea aceptada o rechazada. Los resultados de esta confrontación están apoyados en la bibliografía consultada, la cual es un soporte importante en la determinación final de las conclusiones.

El músculo estriado cardiaco, al igual que el esquelético, contiene las proteínas contráctiles actina, miosina, tropomiosina y troponina; sin embargo, cada fibra muscular funciona como una unidad por separado, interdigitada con otras por medio de una fuerte unión de baja resistencia eléctrica (desmosoma), que confiere al tejido muscular cardiaco una actividad de sincitio; y otro tipo de unión (disco intercalar), que confiere estabilidad al proceso de contracción.

El control nervioso se encuentra mediado por división parasimpática (el décimo par craneal) y por la división simpática (las ramas de los nervios cervicales: superior, medio e inferior); todo lo anterior constituyendo la inervación externa del corazón.

Se debe hacer notar la existencia del tejido muscular de alta especialización eléctrica dentro del corazón, nos referimos al nodo senoauricular (SA o de **Keith y Flack**), los fascículos internodales que comunican ambos nodos que son el anterior o de **Bachman**, el medio o de **Wenckebach** y el posterior o de **Thorel**. Y el nodo aurículo ventricular (AV o de **Aschoff Tawara**), continuando hacia las dos ramas del Haz de His para posteriormente pasar a la red de Purkinje y distribuirse en ambas cámaras.

Tanto la división simpática como la parasimpática tienen diferentes efectos en el corazón:

División simpática		División parasimpática	
Mediador químico:	Efectos: Reflejo Bainbridge	Mediador químico:	Efectos: Reflejo Marey
Catecolaminas:	Aumenta frecuencia cardíaca.	Acetilcolina	Disminuye frecuencia cardíaca.
Dopamina	Aumenta velocidad de conducción.		Disminuye velocidad de conducción.
Noradrenalina Adrenalina	Aumenta la intensidad de contracción.		Disminuye intensidad de contracción

Tabla 5.1. Efectos del SNA sobre el tejido cardiaco

El corazón, al igual que el músculo liso o el estriado esquelético, tiene la capacidad de responder a los diferentes estímulos que se le impongan: si aplicamos so-

lución Ringer fría (4°C) se observará un descenso en su frecuencia de contracción, así como en su intensidad, se observaría el efecto contrario al aplicar Ringer caliente (40°C).

De igual forma, la aplicación de fármacos específicos como lo son la pilocarpina y la adrenalina, nos dará como resultado un descenso o aumento en las contracciones cardíacas.

Ley de Starling. La relación que guarda la longitud de fibra muscular y la tensión total es directamente proporcional “Ley de Starling del corazón”, la longitud inicial de la fibra está determinada por el llenado diastólico del corazón y la presión desarrollada en el ventrículo es proporcional a la tensión desarrollada.

Material que se proporciona en el laboratorio

- **Material biológico**

1 rata macho cepa Wistar de 200 a 250 g de peso

- **Reactivos, fármacos y soluciones**

Acepromacina (Calmivet)

Tiletamina (Zoetil)

Pilocarpina

Adrenalina

2 frascos gotero con solución Ringer

- **Material diverso**

1 tabla para disección de roedores

Gancho de acero para corazón

- **Equipo de laboratorio**

1 fisiógrafo de un canal

1 juego de cables para fisiógrafo

1 captor miógrafo tipo B o F-60

1 pinza para soporte universal

1 baño maría

1 soporte universal

1 aireador para roedores

Juego de electrodos de minidisco

Material que debe traer el alumno

Estuche de disección

3 jeringas para insulina

1 clip del número dos

Hilo cáñamo

Hilo de algodón

Papel sanitario

Jabón

1 hoja de rasurar

Franela y líquido desinfectante

Guantes de látex

Campo quirúrgico

2 pinzas de Backhouse o de campo

Desarrollo

- 1) Anestesia a la rata siguiendo las indicaciones de su profesor.
- 2) Balancee y calibre el fisiógrafo a 10 g - 3 cm en polaridad positiva. Apague el botón de Record.
- 3) Sujete la rata a la tabla de disección en posición decúbito dorsal.

- 4) Realice la tricotomía a la rata desde el cuello al cartílago xifoides y efectúe un corte longitudinal desde el área intermandibular hasta el cartílago xifoides. Sólo corte piel y el tejido subcutáneo.
- 5) Por disección roma, descubra ambas yugulares y la tráquea.
- 6) Pase por debajo de la tráquea un estilete y realice un corte transversal entre los anillos traqueales sólo hasta la mitad.
- 7) Observe el ritmo de la frecuencia respiratoria así como la expansión torácica.
- 8) Introduzca las cánulas del aireador en la tráquea procurando que estas no lleguen a la bifurcación traqueal, inmediatamente comience a insuflar aire a los pulmones cuidando que sea a la frecuencia y a la expansión torácica observada.
- 9) Sin dejar de insuflar aire a los pulmones, un ayudante cortará con tijeras 3/4 partes del esternón comenzando por el cartílago xifoides. Deben quedar expuestos los pulmones y el corazón.
- 10) Mantenga una abertura de 2.5 a 3 cm en el tórax utilizando un clip previamente abierto a modo de arco.
- 11) Recuerde que el suministro de aire debe continuar hasta el final de la práctica.

Observe la siguiente imagen.

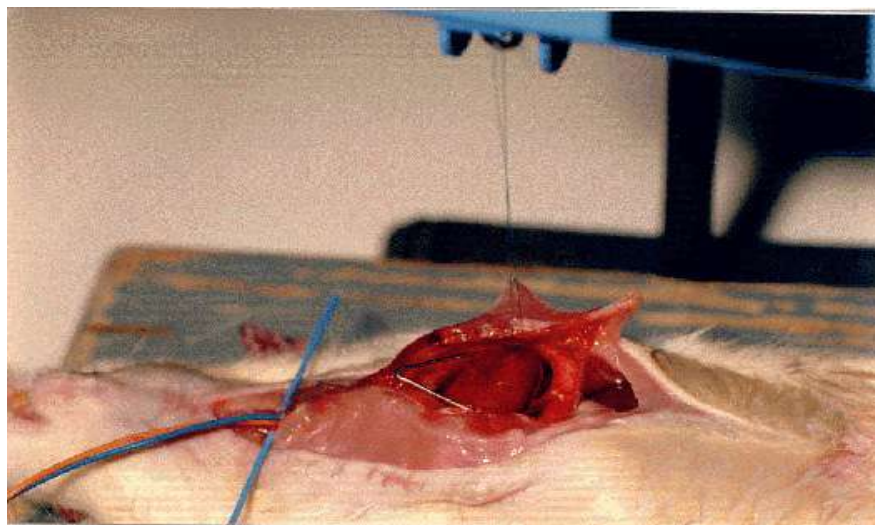


Figura 5.1. Apertura correcta del tórax de una rata

- 12) Con el anzuelo de acero previamente enhebrado, atraviase el ápex del corazón (ver figura 5.2) por el tabique interventricular sin perforar alguna cámara. Procure que la aguja pase por el tabique interventricular sin perforar alguna cámara ventricular.

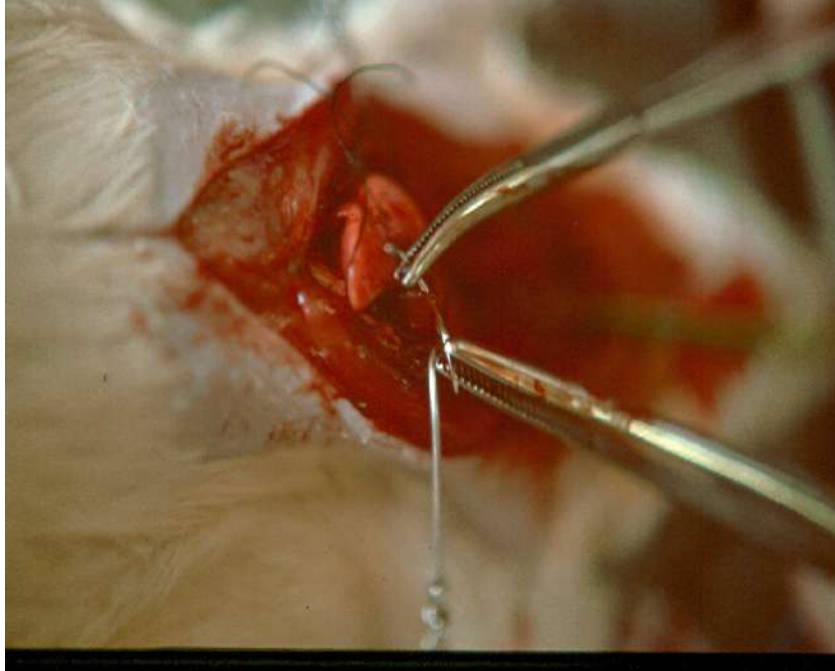


Figura 5.2. Colocación de un anzuelo de metal en el ápex del corazón de una rata

- 13) Los extremos libres anúdelos y sujételos en el porta especímenes del captor.

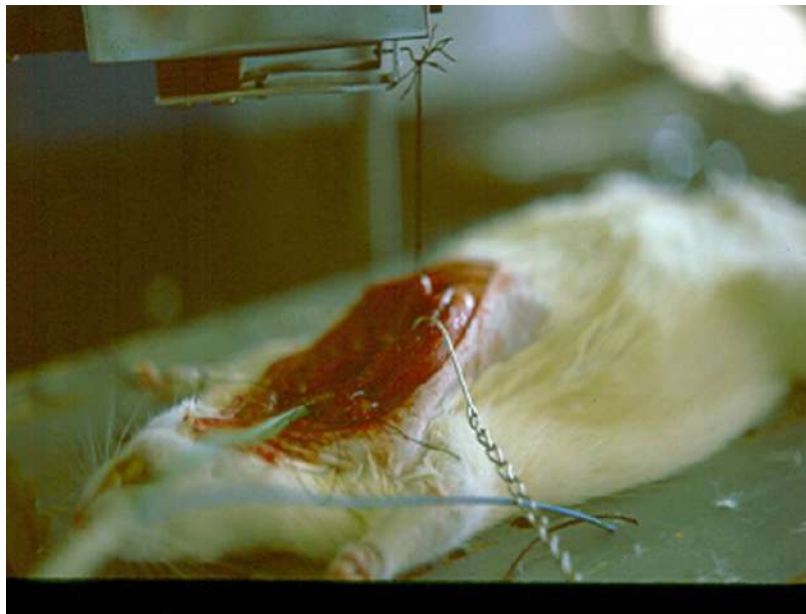


Figura 5.3. Modelo de rata lista para iniciar los registros

- 14) Encienda el botón de record y dé a su registro 0.5 cm de tensión.
- 15) Procure que su registro no sea demasiado cerrado, para esto seleccione una velocidad de papel adecuada. Una vez logrado esto, anote la velocidad seleccionada y obtenga un registro basal de 1 minuto, aplicando algunas gotas de Ringer a 40°C para evitar que se deshidrate el corazón.
- 16) Inmediatamente después del registro basal, aplique de 6 a 8 gotas de Ringer a 4°C y registre la respuesta durante 60 segundos.
- 17) Después de aplicar el Ringer frío, aplique 6 a 8 gotas de Ringer a 40°C, registre la respuesta durante 60 segundos. Realizado esto levante la polea de arrastre.
- 18) Tenga listas dos jeringas para insulina limpias, una con 0.1 ml de pilocarpina / Ach y otra con 0.1 ml de adrenalina.
- 19) Encienda el botón de Record, baje la polea de arrastre, aplique por goteo la pilocarpina / Ach (solamente 0.05 ml), registre el efecto por espacio de 60 segundos, lave con algunas gotas de Ringer a 40°C.
- 20) Aplique por goteo 0.1 ml de adrenalina y registre la respuesta durante 60 segundos, posteriormente lave con algunas gotas de Ringer a 40°C.
- 21) Levante la polea de arrastre y observe el ritmo de las contracciones cardiacas por espacio de 2 minutos, baje nuevamente la polea de arrastre y aumente la frecuencia respiratoria bombeando más rápido y superficialmente durante 15 segundos, descanse 5 segundos y vuelva a hiperventilar otros 15 segundos, descanse 15 segundos en los cuales se registrará el efecto del aumento de la frecuencia respiratoria.
- 22) Retire las cánulas de su posición traqueal y registre el efecto de la carencia de oxígeno hasta obtener un registro que indique la pérdida de inervación del SNA.

Actividad cardiaca en ausencia de inervación del SNA

Maniobra para la obtención gráfica de la Ley de Starling

- 1) Afloje la pinza del captor y poco a poco traccione al corazón hasta que casi se sature el canal, inmediatamente después recupere la tensión inicial observando la respuesta cardiaca. Anote lo observado.

Estimulación eléctrica del corazón

- 2) Encienda la unidad estimuladora y conecte los electrodos de disco a sus terminales.
- 3) Toque con los electrodos de aguja la base y punta del corazón procurando no alterar el registro y envíe un estímulo único de 5 volts y 10 ms de duración en diástole cardiaca.
- 4) Llene la siguiente tabla con los valores obtenidos de su registro.
- 5) La rata fue eutanasiada por carencia de oxígeno (muerte cerebral).
- 6) Retire su preparación, apague el fisiógrafo, entregue su equipo limpio y en orden.

Estímulo	Frecuencia cardiaca	Amplitud de la respuesta (cm)	Amplitud de la respuesta (g)
Ringer 4°C			
Ringer 40°C			
Pilocarpina/Ach			
Adrenalina			
Aumento de oxígeno			
Disminución de oxígeno			
Estimulación eléctrica			

Tabla 5.2. Resultados

Empleando la bibliografía de este manual de prácticas, realice una investigación de la función cardíaca y discuta los resultados de esta práctica con dicha investigación para poder llegar a una conclusión.

Cuestionario de evaluación

1. Explica el efecto fisiológico de la variación de la temperatura (disminución/aumento) en el músculo estriado cardíaco.
2. Explica el efecto fisiológico de la aplicación de adrenalina y pilocarpina / Ach en el músculo estriado cardíaco.
3. ¿Qué efecto se observa en el corazón al disminuir y aumentar la frecuencia de llenado pulmonar?
4. ¿Cuál es la respuesta fisiológica del músculo estriado cardíaco a la caída de la concentración de oxígeno en sangre?
5. ¿Cuál es la respuesta del músculo estriado cardíaco a la estimulación eléctrica?

Medidas de seguridad y riesgos

Observar las indicaciones del profesor de laboratorio en el manejo de la rata de laboratorio para evitar accidentes como mordeduras, si estas se llegan a presentar, el alumno deberá lavarse inmediatamente con agua y jabón. No se requiere ningún otro cuidado.

Para el manejo de hormonas y fármacos, la obtención del frasco y depósito en el tejido debe hacerse con guantes para evitar algún derramamiento en piel.

Para el manejo del equipo, observar las indicaciones para conectar los cables de corriente y tierra para evitar algún pico de corriente, así como indicaciones en el uso de botones y miógrafo.

Disposición de desechos biológicos y no biológicos

Según la norma NOM-087-ECOLSSA1-2002, el cadáver de la rata será depositado en una bolsa de color amarillo y llevada al horno crematorio para su incineración.

Los guantes y cubre bocas se depositan en la bolsa de color amarillo para su incineración.

Los punzo cortantes en el contenedor rojo.

Bibliografía

Arana F. Método *Experimental para Principiantes*. Ed. Joaquín Mortiz, 7.^a edición. México, 1980.

Ganong F. William. *Fisiología Médica*. Ed. Mc Graw Hill, 23.^a edición. México. 2010.

Gómez Romero J. *El Método Experimental*. Ed. Harla Harper & Row Latinoamericana. México. 1983.

Guyton & Hill. *Tratado de Fisiología Médica*. Ed. Mac Graw-Hill- Interamericana, 9.^a edición. México. 1998.

Práctica 6. Actividad eléctrica del músculo cardíaco

Conclusiones

Cuestionario de prerequisites

1. ¿Para elaborar una conclusión de un trabajo de investigación, en que se apoya el investigador?
2. ¿Qué es la respuesta Galvánica?
3. ¿Qué representa un ECG?
4. ¿Para qué nos sirve el Triángulo de Einthoven?
5. ¿Las ondas P, Q, R, S y T de una ECG, qué representan?

Objetivo: El alumno aprenderá la relación entre la actividad muscular cardíaca y los eventos eléctricos que la producen.

Introducción

La conclusión dentro de un trabajo experimental no es más que la afirmación final referente a la validez de la hipótesis, sin embargo, con frecuencia se obtienen algunas conclusiones secundarias o incluso otras no previstas. En el caso de que la hipótesis resulte falsa, es conveniente reflexionar sobre las posibles causas del error y anotarlas.

Partiendo del conocimiento de que los líquidos corporales son buenos conductores por tener electrolitos, es posible calificar a un organismo vivo como un volumen conductor.

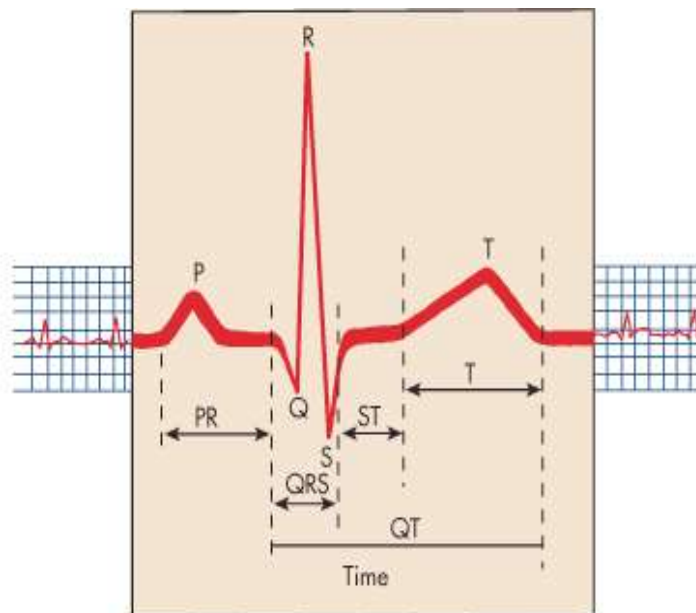
Recordando que la actividad de toda célula produce cambios en el valor eléctrico de reposo de su membrana, es posible que un órgano represente una actividad sincronizada como es el caso del corazón, los cambios de sus potenciales pueden registrarse extracelularmente, debido a que el registro representa la suma alge-

braica de los potenciales de todas sus células. Gracias a estas características es posible obtener el registro en papel de la actividad eléctrica del corazón, registro denominado como electrocardiograma (ECG).

Para obtener un ECG puede emplearse un electrodo explorador o activo conectado a otro cuyo potencial sea de 0, también llamado electrodo indiferente, el registro obtenido se conoce como unipolar, o bien, puede hacerse uso de dos electrodos exploradores activos para obtener un registro bipolar.

La ubicación de los electrodos en un organismo animal define la formación de un triángulo equilátero; dado que la suma de potenciales en los vértices de dicho triángulo, cuyo origen de energía se encuentra en el centro, es igual a cero en todo momento.

A continuación se muestra un registro de ECG convencional para entender y la representatividad del trazo.



© Elsevier. Levy et al: Berne and Levy Principles of Physiology 4e - www.studentconsult.com

Figura 6.1. Elementos que forman un registro electrocardiográfico

El triángulo de Einthoven define la ubicación de los electrodos para obtener las derivaciones estándar bipolares I, II, III.

La onda P representa la despolarización auricular, el complejo QRS representa la despolarización ventricular, el segmento ST y la onda T señalan la repolarización ventricular. El evento de la repolarización auricular se ve enmascarado por el complejo QRS.

Las derivaciones bipolares se emplearon inicialmente, sin embargo, en la electrocardiografía clínica se utilizan nueve derivaciones más, las cuales son unipolares; seis derivaciones torácicas conocidas como precordiales VI a V6 y tres derivaciones más: una para el miembro anterior derecho VR, miembro anterior izquierdo VL y una última del miembro posterior izquierdo VF. Dado que en ésta se registra el potencial de una extremidad entre las otras dos, se incrementa el potencial en un 50%, por tal motivo se conocen como derivaciones aumentadas: aVR, aVL y aVF respectivamente.

A continuación se muestra la ubicación de las derivaciones bipolares:

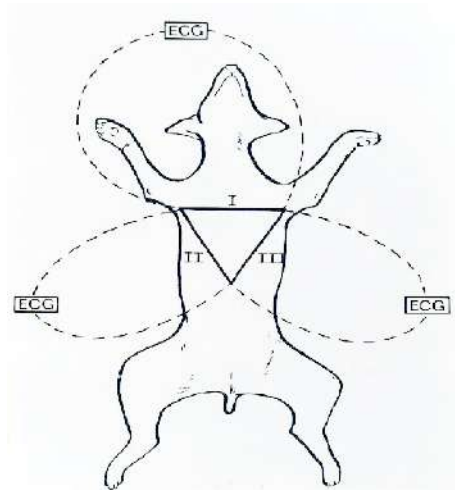


Figura 6.2. Derivaciones bipolares en un canino

La valoración de la actividad eléctrica de corazón se puede cuantificar por medio del eje eléctrico, el cual representa la dirección promedio que sigue la actividad ventricular. Se simboliza esta actividad eléctrica con un vector que es una flecha en la que distinguimos una magnitud (milivolts), un sentido (de positivo a negativo o de negativo a positivo) y una dirección (tomando como referencia en cuerpo del sujeto en estudio).

Material que se proporciona en el laboratorio

- **Material biológico**

1 rata macho cepa Wistar de 200 a 250 g de peso

- **Reactivos, fármacos y soluciones**

Tiletamina + Zolacepam

Acepromacina

Flunixinina

- **Equipo de Laboratorio**

Unidad de adquisición de datos fisiológicos Biopac MP35

Cable de impedancia

Cable USB

Cable de corriente

Transformador de corriente

Electrodos de aguja

Material que debe traer el alumno

2 jeringas para insulina

3 electrodos adheribles de cloruro de plata (opcionales)

Torundas con alcohol

Franela y líquido desinfectante

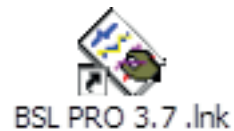
Desarrollo

- 1) Conectar el Biopac MP35 a la PC en la entrada USB frontal inferior.
- 2) Encender la PC.



Figura 6.3. Biopac MP35

- 3) Hacer clic en el icono



- 4) Una vez abierto el programa, encender el interruptor de la parte trasera del Biopac y esperar a que el foco BUSY se apague. Aparecerá una pantalla como la de abajo, presionar RETRY.

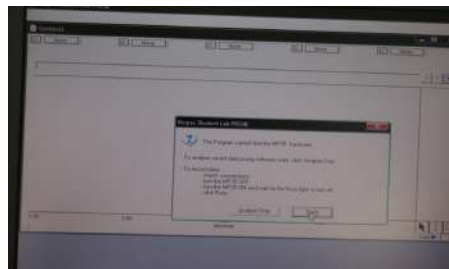


Figura 6.4.

- 5) De la barra de herramientas superior elija el botón MP35, se abrirá una ventana con varias opciones, elija la primera SETUP CHANNELS.

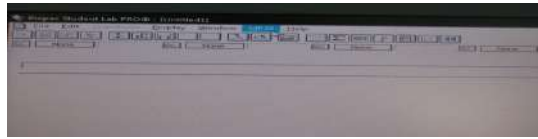


Figura 6.5. a

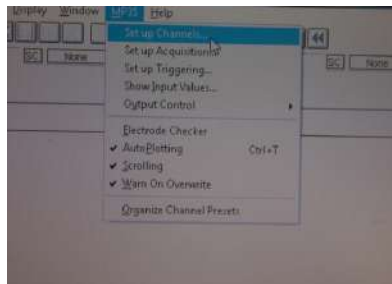


Figura 6.5. b

- 6) Aparecerá otra ventana de herramientas, ahí elija el canal uno (Ch 1) y del lado derecho aparece una flecha indicando una columna llamada PRESETS. Elija el botón con un triángulo del CH1, ahí aparecerán todas las pruebas que puede realizar el MP35. Elija ELECTROCARDIOGRAM ECG .5-35 Hz.

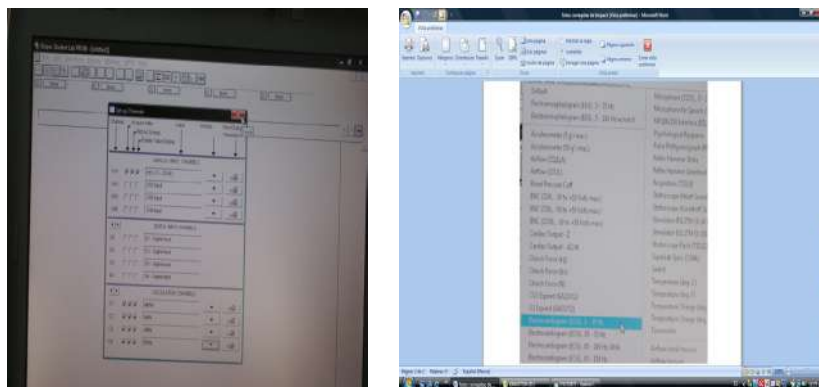


Figura 6.6.

- 7) Una vez realizado el ajuste, cierre la ventana de SETUP CHANNELS y sólo quedará la ventana de trabajo en blanco.
- 8) Preparación del modelo biológico.
- a) Aunque la anestesia puede alterar el trazo del ECG, en esta práctica, por cuestiones de manejo, es necesario anestesiarse a la rata. Coloque a la

rata sobre la mesa, anestésicela siguiendo las instrucciones del profesor de laboratorio en cuanto a dosis y tipo de fármaco a emplear, recuerde que un manejo innecesario alteraría el registro del ECG.

- b) Coloque los electrodos adhesivos sobre la piel previamente depilada en los dos codos y rodilla izquierda del animal o, si se trata de electrodos de aguja, deslícelos subcutáneamente en los mismos lugares, ya sea agujas hipodérmicas o de agujas de plata.
- c) Localice el sitio correcto de colocación de las agujas con la ayuda de la fotografía siguiente:



Figura 6.7. Colocación correcta de electrodos para ECG

- d) Coloque los extremos libres de las agujas o de los electrodos adheribles a los caimanes de los cables adaptadores del cable para ECG.



Figura 6.8. a



Figura 6.8. b

- e) Observe las terminales del cable del ECG, cada una de ellas es de diferente color: rojo positivo, blanco negativo y negro tierra.
- f) Conecte los extremos libres de los caimanes a los electrodos de aguja o adheribles de acuerdo a la derivada que se requiera obtener (ver esquema debajo de la posición de los electrodos).

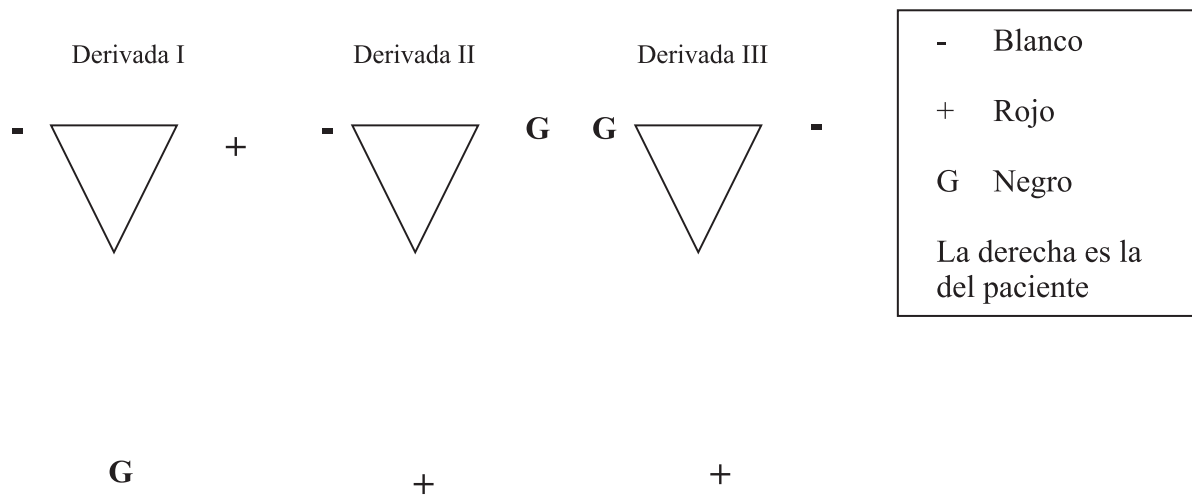


Figura 6.9. Ubicación cartográfica de los cables según la derivada que se quiera obtener

- g) Una vez colocados los electrodos en el modelo biológico, en la parte inferior derecha de la ventana de trabajo accione el botón que dice ► Start.

Ejercicios

1. Obtener la frecuencia cardíaca por minuto.
2. Obtener las siguientes derivadas bipolares: I, II, III.
3. Con ayuda de la derivada bipolar II, efectuar la interpretación y medición de cada una de las ondas del ECG, intensidad (voltaje) y duración de cada onda.

Tipo de onda	Intensidad (mV)	Duración (ms)
P		
QRS	X	
R		X
T		

Tabla 6.1. Resultados

4. Obtener el eje eléctrico del corazón de la siguiente manera:

Mida la onda R y la onda S o Q en la misma derivada, aquella que sea más amplia de las dos, réstela a la onda R y el valor obtenido gráfiquelo en el eje de la derivada I.

Haga lo mismo ahora en el registro de la derivada III y grafique en su respectivo eje (siga el esquema de abajo).

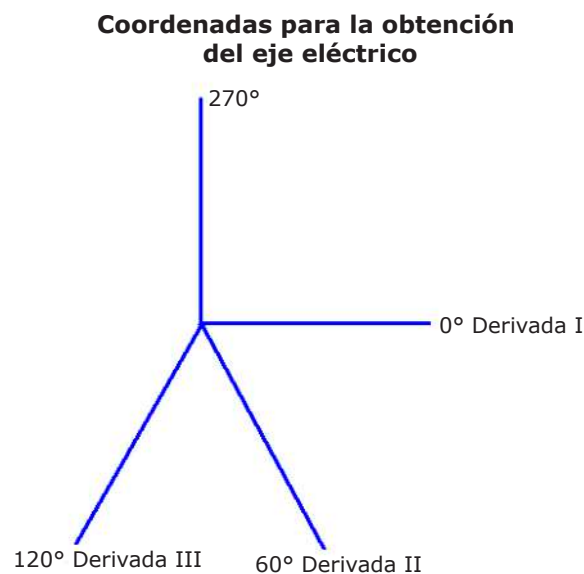


Figura 6.10. Eje isoelectrico

Observaciones

Durante toda la práctica, el modelo biológico de experimentación debe mantenerse lo más tranquilo posible o anestesiado, el tiempo para obtener los registros necesarios no debe exceder de 2 minutos.

Después de obtener las 3 derivadas, guarde sus resultados en la PC en Word y retire los caimanes de los extremos libres de las agujas, extraiga con mucho cuidado éstas últimas del modelo biológico de experimentación.

Apague el Biopac MP35 y retire los cables de la forma acostumbrada.

Cuestionario de evaluación

1. ¿Cuáles son las derivadas bipolares y cómo se colocan los electrodos para obtener cada una?
2. ¿Cómo se obtiene y qué representa el eje eléctrico del corazón?
3. ¿Cuál es la derivación representativa para realizar la interpretación del ECG?
4. ¿Por qué no es posible graficar la repolarización auricular?
5. ¿El ECG representa fielmente la actividad mecánica del corazón y por qué?

Medidas de seguridad y riesgos

Observar las indicaciones del profesor de laboratorio en el manejo de la rata de laboratorio para evitar accidentes como mordeduras, si estas se llegan a presentar, el alumno deberá lavarse inmediatamente con agua y jabón. No se requiere ningún otro cuidado.

Para el manejo del equipo se deben seguir las indicaciones antes mencionadas para evitar un manejo incorrecto, lo cual podría llevar a alguna descompostura al mismo o a la persona que lo está operando.

La rata se recupera de la anestesia. En caso de muerte accidental, se seguirán las medidas contempladas para disposición de desechos biológicos. Según la norma NOM-087-ECOLSSA1-2002, el cadáver de la rata será depositado en una bolsa de color amarillo y llevada al horno crematorio para su incineración.

Los guantes y cubre bocas se depositan en la bolsa de color amarillo para su incineración.

Bibliografía

Tilley L.M. *Manual de Cardiología de los Pequeños Animales*. Ed. Salvat. España. 1987.

Wartak Joseph. *Interpretación de Electrocardiogramas*. Ed. Interamericana. México. 1987.

Biopac Systems Inc. *Lecciones de fisiología para el uso con el programa Biopac Student Lab*. Ed. Biopac Systems Inc. Santa Barbara, CA.

Rosenbleuth A. *El Método Científico*. Ed. La Prensa Médica, México. 1980.

Práctica 7. Reflejos medulares (arco reflejo)

Grupo control y grupo experimental

Cuestionario de prerrequisitos

1. Describe el potencial de acción por estimulación de un receptor sensorial.
2. Menciona la clasificación del sistema nervioso.
3. Describe el potencial de placa.
4. Describe el valor clínico o experimental de explorar un arco reflejo en el animal.
5. Señala los neurotransmisores responsables del arco reflejo espinal.

Objetivos:

1. Identificar el concepto de arco reflejo.
2. Identificar las partes que conforma un arco reflejo.
3. Adquirir la habilidad para verificar la presencia, ausencia o disminución de los reflejos espinales.

Introducción

Las complejas funciones que desempeña el sistema nervioso suelen ubicarse en tres niveles: nivel medular, nivel encefálico bajo y nivel cortical.

En especial, el nivel medular corresponde a las funciones que están asentadas en la médula espinal. En esta estructura se regula gran parte de la actividad refleja del organismo y constituye una vía de conducción de señales nerviosas hacia los niveles encefálicos, bajos y corticales. En la médula espinal están integrados una gran variedad de reflejos como la contracción de la vejiga llena, los de erección, eyaculación, micción, defecación, motricidad gastrointestinal, sudoración, piloerección y reflejos de postura, entre muchos otros.

La facultad que tiene el organismo de los mamíferos, como la de muchas otras especies, de generar respuestas involuntarias ante muy diversos estímulos, es una característica que reviste una gran importancia ya que mediante dicho mecanismo se ejecutan reacciones casi inmediatas sin esperar que el encéfalo determine o codifique una respuesta específica. Las actividades nerviosas vegetativas integradas se basan en mecanismos involuntarios que constituyen los reflejos. El **arco reflejo** es la unidad básica de actividad nerviosa integrada; para que ocurra un reflejo espinal son necesarios cinco componentes:

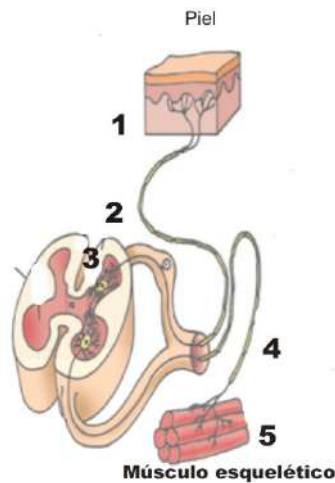


Figura 7.1. Componentes del arco reflejo

1. El órgano receptor que se puede localizar en el músculo, en vísceras o piel.
2. La neurona aferente, cuyo cuerpo celular es localizado en la raíz ganglionar dorsal.
3. La neurona internuncial de la médula espinal (sinapsis en la médula espinal).
4. La neurona eferente, que inervan el órgano efector (neuronas motoras para músculo estriado).
5. El órgano efector, que puede ser músculo esquelético, liso, cardíaco o glándula.

En el siguiente esquema (figura 7.2), identifique cada una de las partes que conforman el arco reflejo de acuerdo al cuadro anterior, anotando lo que señala la flecha.

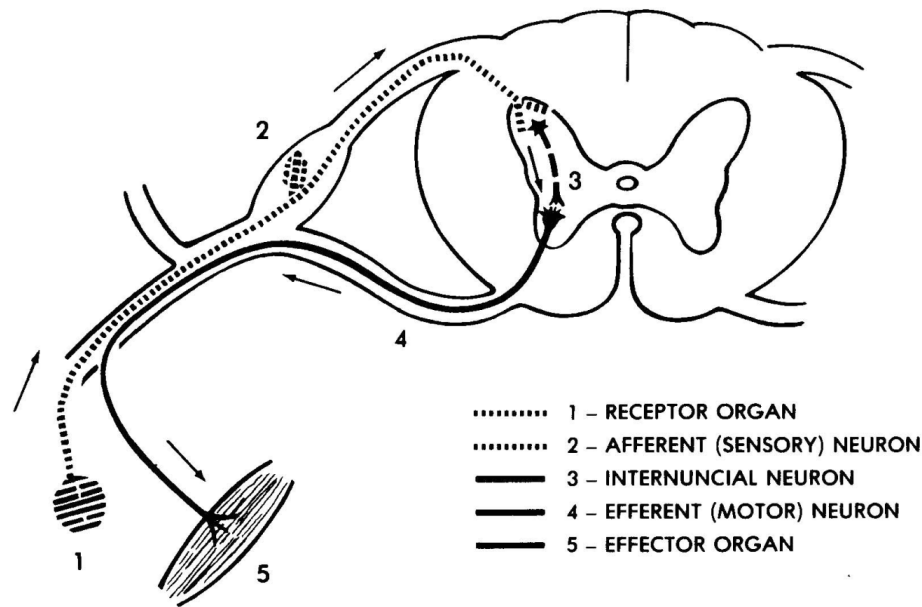


Figura 7.2. Ejercicio

Los reflejos no se producen si la médula espinal (o uniones neuroefectoras) ha sido destruida o seccionada.

Utilidad de los reflejos

Muchos reflejos protegen nuestro organismo contra estímulos dañinos (tos, estornudo, parpadeo), o capacitan a nuestro organismo para realizar funciones básicas sin dificultad (secreciones glandulares, ritmo cardíaco-respiratorio, dilatación de vasos sanguíneos).

Otra importancia de los reflejos es que haciendo un examen de ellos, pueden determinarse y localizarse diversos tipos de problemas neurológicos.

La utilidad clínica radica en que son parte del protocolo de exploración de las funciones neurológicas en las diferentes especies y, por lo tanto, el estudiante de Fisiología debe adquirir el conocimiento.

Si se realizan algunas maniobras en el animal, podemos demostrar la presencia de algunos reflejos como los que a continuación se describen:

Reflejo miotático o de tracción

Cuando un músculo esquelético con su innervación intacta es estirado, se provoca una contracción refleja del mismo. Este reflejo también es llamado de oposición al alargamiento del músculo.

El estímulo que inicia el reflejo es el de estiramiento del músculo y la respuesta es la contracción de ese músculo. Este es un reflejo de tipo monosináptico cuyo órgano receptor es el huso muscular.

Esquematiza el huso muscular con los tipos de fibras que constituyen esta estructura y su innervación:



Reflejo tendinoso o miotático inverso

Hasta cierto límite mientras más se estira un músculo, mayor es la contracción refleja, sin embargo, cuando la tensión llega a ser excesivamente elevada, la contracción cesa bruscamente y el músculo se relaja.

El receptor para este reflejo es el órgano tendinoso de Golgi, el cual se encuentra localizado entre los tendones y al ser estimulado produce un potencial postsináptico inhibitorio en las motoneuronas que innervan al músculo, motivo por el cual cesa la contracción.

Esquematiza el aparato tendinoso de Golgi



Reflejo flexor

Es un reflejo de tipo polisináptico que ocurre comúnmente como respuesta a estímulos nocivos en la piel, tejidos subcutáneos y en el músculo, mismos que frecuentemente se acompañan de dolor. La respuesta a este tipo de estímulos es generalmente una contracción de los músculos flexores, acompañada de la inhibición de los músculos extensores, lo que da como resultado que la región estimulada sea flexionada y alejada del estímulo.

Esquematiza las estructuras neuronales que participan en este tipo de reflejo.



Reflejo extensor

Si se aplica una presión determinada sobre la cara plantar de cualquier extremidad, la respuesta que se produce es una extensión enérgica del miembro, para constituir una columna rígida debida a la contracción simultanea de los músculos extensores y flexores.

Los receptores que generan esta respuesta son una combinación de los receptores del estiramiento del músculo (huso muscular) y los receptores de la presión cutánea. Este reflejo es sumamente importante en el mantenimiento de la postura del animal, ya que se activa en cuanto el animal apoya la extremidad en el suelo; también puede ser activado con fines de exploración de los miembros, o bien, para lograr la expulsión de cuerpos extraños entre los dedos de la pata.

Reflejos de postura

En este tipo de reflejos nos podremos referir a un grupo de reflejos que apoyan al animal a mantenerse en una determinada postura, como por ejemplo: reacción positiva de sostén, reflejo de enderezamiento, reflejo de marcha, reflejo de galope, reflejo de rascado.

Para la observación de un reflejo, se utiliza un martillo de percusión o plexímetro, por ejemplo, se percute el tendón patela provocando un estiramiento del músculo cuádriceps femoral, ocasionando un potencial de acción en la neurona aferente localizada en el nervio femoral. Este potencial viajará hacia médula espinal en los segmentos L4 y L5 (Lumbar 4 y 5) realizando una sinapsis con la neurona motora, provocando una respuesta en el propio músculo que se contraerá.

Reflejo	Grado
Normal (normorreflexia)	2
Disminuido (hiporreflexia)	1
Ausente (arreflexia)	0
Aumentado (hiperreflexia)	3
Contracciones múltiples	4

Tabla 7.1. Valoración asignada según la intensidad del reflejo (Slatter, H.D. 1989)

Para realizar todas las valoraciones de los reflejos, se percuten los tendones o músculos y observamos la respuesta de estos miembros. La realización de estas pruebas es difícil con animales pequeños, debido a las dimensiones del plexímetro.

Los reflejos espinales se evalúan en las zonas anatómicas correspondientes, los reflejos miotáticos se utilizan con el objeto de evaluar la capacidad de respuesta de tendones y músculos. Mediante estos reflejos se pueden evaluar la integridad del arco reflejo y la respuesta al dolor.

Material que se proporciona en el laboratorio

- **Reactivos, fármacos y soluciones**

Acepromacina o Xilazina

Material que debe traer el alumno

Perro, gato o conejo

Aguja con punta roma calibre 20

Jeringa insulínica

Plexímetro

Desarrollo

Para cada reflejo considerado en esta práctica, habrá que anotar el grado de respuesta con el animal normal y tranquilizado (tabla 7.1), además habrá que asegurarse de mantener el miembro en extensión y el animal sujetado sin presionarlo demasiado.

Actividades prácticas



1) Reflejo patelar

Percutir ligeramente el tendón patelar dirigiendo el plexímetro entre la zona de fémur y tibia.



2) Reflejo gastrocnemio

Percutir el nervio isquiático localizado debajo de la protuberancia del isquion.



3) Reflejo tibial craneal

Percutir el músculo tibial craneal justo por debajo de la extremidad proximal de la tibia.



4) Reflejo bicipital

Percutir el tendón de inserción del bíceps braquial en la región medial del codo.



5) Reflejo tricipital

Percutir el tendón del tríceps próximo al olecranon.

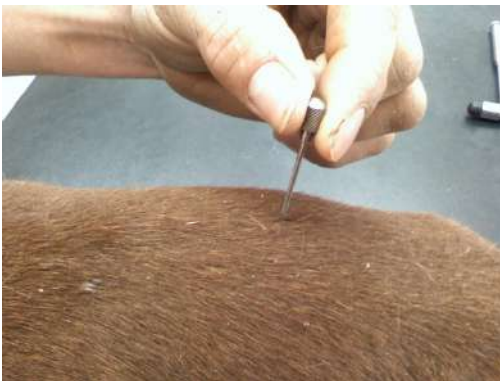


6) Reflejo flexor

Ejercer ligera presión con una pinza de disección en la región interdigital de las extremidades de los miembros torácico y pelviano bilateralmente.

7) Reflejo extensor cruzado

Realizar la misma maniobra anterior, pero evaluar la respuesta del miembro contra lateral).



8) Reflejo cutáneo del tronco

Realizar estimulaciones con una aguja # 20 de punta roma a lo largo de toda la región dorsal, desde la porción cervical hasta la cresta ilíaca.



9) Reflejo perineal y anal

Repetir la maniobra anterior pero ahora en la región perineal y anal.

Figuras 7.3. a 7.10. Ejemplos de cada reflejo y la zona anatómica donde se encuentra

- 10) Tranquilizar con acepromacina en la dosis indicada por el profesor y repetir cada una de las pruebas.

Resultados

Completar la siguiente tabla.

Evento	Reflejo (Nombre)	Grado		Región anatómica	Vía nerviosa
		Sin Tranquilizar	Tranquilizado		
1					
2					
3					
4					
5					
6					
7					
8					
9					

Tabla 7.2. Resultados

Cuestionario de evaluación

1. ¿Qué tipos de estímulos desencadenan un arco reflejo?
2. Explica el mecanismo fisiológico del arco reflejo.
3. ¿Cuál es la causa de que la respuesta refleja se encuentre atenuada en el animal tranquilizado?

4. De los reflejos evaluados, ¿cuáles corresponden a flexores, extensores y de postura?
5. ¿Cuál es la utilidad clínica de evaluar la respuesta de tendones y músculos?

Medidas de seguridad y riesgos

Observar las indicaciones del profesor de laboratorio en el manejo del perro para evitar accidentes. Se recomienda el uso de un bozal.

Los punzo cortantes se depositan en el contenedor rojo.

Bibliografía

Audersik, Teresa y Audersik Gerald. *Biología, La Vida en la Tierra*. Ed. Pearson Prentice Hall. México. 2000.

Cunningham, James G. Y Klein, Bradley G. *Fisiología Veterinaria*. 4.ª edición. Ed. Elsevier Saunders. España. 2009.

Chrisman, S.L. *Problemas neurológicos en pequeños animales*. Ed. C.E.C.S.A. México, 1982.

Ganong, William F. *Fisiología Médica*. 23.ª Edición. Ed. McGraw Hill. México. 2010.

Moyes, Christopher D. y Schulte, Patricia M. *Principios de Fisiología Animal*. 2.ª edición. Ed. Pearson Prentice Hall. México. 2007.

Pellegrino, F., et al. *Neurología para la práctica clínica*. Ed. Intermédica. Argentina, 2203.

Slatter, H.D. *Texto de cirugía en pequeños animales*. Vol. I. Ed. Masson, México, 1989.

Práctica 8. Actividad eléctrica de la corteza cerebral

Grupo control y grupo experimental (Diseño multivalente)

Cuestionario de prerequisites

1. ¿Mediante qué prueba se valora la actividad eléctrica de la corteza cerebral?
2. ¿Cuál es el fundamento fisiológico de la obtención de un electroencefalograma en animales?
3. ¿Qué ondas que constituyen a un EEG?
4. Elaborar un esquema del cerebro mostrando la ubicación de las zonas corticales del dolor, habla, olfato y vista.
5. Investigar que representa cada ritmo o banda del espectro electroencefalográfico.

Objetivos: Que el alumno identifique los diferentes ritmos electroencefalográficos en su origen bioeléctrico. Identificar los cambios del EEG ante estímulos sensoriales: visión, olfato, gusto, tacto y audición.

Introducción

El grupo control se define como aquel en el cual se encuentran contenidos todos los factores experimentales salvo el que se está investigando. Por otra parte, el grupo experimental se caracteriza por contener a la variable independiente. Aunque esta definición se apega a la mayoría de los casos, hay veces que el grupo control tiene la finalidad de calificar el grado en que puede haber afectado al experimento la presencia de una nueva variable debido a la manipulación.

El diseño experimental puede ser de dos tipos: simple y multivalente. El primero se revisó en la práctica número dos de este manual. El diseño multivalente consiste en la aplicación de distintos valores de la variable independiente, dando la posibilidad de poder evaluar varias características o acciones de un mismo fenómeno o variable y por ende se tienen distintos tipos de resultados.

Dicho lo anterior, se deduce que el reconocimiento de un grupo experimental se fundamentará exclusivamente en que, en este, se encuentra contenida la variable independiente con la cual se desafía la comprobación de nuestra hipótesis.

La actividad encefálica de fondo fue descrita en animales no anestesiados desde el siglo XIX, pero fue analizada por vez primera de manera sistemática por el psiquiatra alemán Hans Berger. El fisiólogo Du Bois Rémond fue el primero en observar en 1848 la aparición de una señal eléctrica durante el paso de un estímulo nervioso periférico.

Función cortical y áreas de Brodmann

La corteza frontal es crucial en la implementación de las conductas motivadas, que son básicas para la sobrevivencia del individuo y de la especie. La búsqueda de alimento, agua, refugio o la evitación de situaciones de riesgo o que producen dolor, requieren de la coordinación de respuestas motoras complejas con respuestas autonómicas y endocrinas.

El lóbulo frontal ocupa una posición privilegiada en términos anatómicos para implementar su papel como "cerebro ejecutivo", se encuentra situado rostral a la corteza motora primaria. Esta área recibe información de todas las modalidades sensoriales y es probablemente el único lugar del cerebro donde tal fenómeno ocurre; se conecta con áreas corticales premotoras y con regiones límbicas. Esto tiene injerencia directa sobre la conducta.

La complejidad de las funciones de la corteza prefrontal, que es el resto de la corteza relacionada a la corteza de asociación motora, también se manifiesta a nivel celular ya que las neuronas piramidales en esta corteza tienen 23 veces más espinas dendríticas (y por lo tanto, sinapsis excitatorias) que las neuronas piramidales de corteza sensorial.

Brodmann en 1878 realizó un mapeo histológico de la corteza cerebral, dividiéndola de acuerdo a la citoarquitectura en 52 áreas diferentes. Cada área tiene una citoarquitectura o distribución neuronal característica. Así, se comprobó lo siguiente:

Área	Función
1, 2 y 3	Áreas Somestésicas o Áreas de la Sensibilidad General
4	Área Motora Voluntaria
5 y 7	Área Psicosomestésica (Área Sensitiva Secundaria)
6	Área Motora Suplementaria o Premotora
9, 10, 11 y 12	Área Prefrontal (Asociación Terciaria)
17	Área Visual
18 y 19	Área Psicovisual
22	Área Psicoauditiva
39 y 40	Área del Esquema Corporal (Asociación Terciaria)
41 y 42	Área Auditiva
43	Área del Gusto
44 y 45	Área de Broca
23, 24, 25, 29, 30, 32, 35, 28	Área Límbica

Tabla 8.1. Áreas de Brodman y su función principal

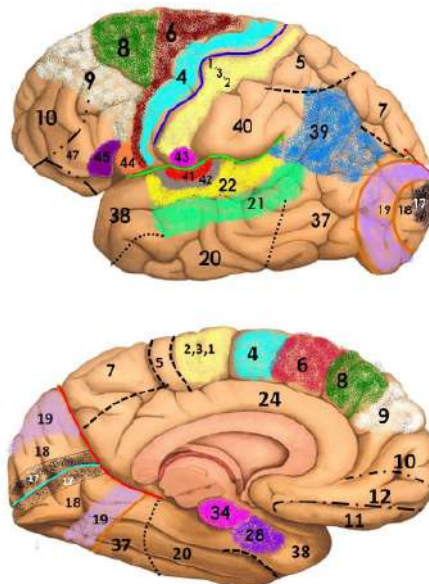


Figura 8.1. Vista lateral y corte medial de cerebro primate

Ejercicio

Localice la ubicación de las áreas a explorar en la práctica.

El lóbulo frontal en primates y otros animales ha sido subdividido en 3 regiones o redes: red dorso lateral de carácter cognitivo, una red orbital de carácter sensorial y una red medial de carácter visceral-motor.

La región dorso lateral del lóbulo frontal recibe información sensorial altamente elaborada desde áreas corticales de asociación, localizadas en las cortezas parietal, occipital y temporal, así como información olfatoria, interoceptiva y gustatoria desde las regiones laterales ventrales y orbitales de la corteza insular-opercular. Además, recibe información relacionada a la memoria (mnemónica) o de asociación ótico-óptica, desde la amígdala basal. La corteza dorsolateral a su vez, envía información a las regiones cognitivas (dorsales) de los ganglios basales a la corteza premotora y a la corteza de asociación sensorial.

El electroencefalograma (EEG) es el registro gráfico de los desvíos del potencial de membrana en reposo del plexo dendrítico de las capas corticales cerebrales superficiales. Este plexo está influido y modulado por la actividad nuclear subcortical, como es la formación reticular.

Cuando evaluamos un espectro electroencefalográfico, buscamos cambios en la frecuencia, la amplitud, la forma y distribución de los potenciales.

Existen tres cambios básicos dentro del EEG, que deben ser localizados:

Disminución de la amplitud o intensidad

Paroxismo: Cuando dos o más bandas del espectro están desincronizadas, por ejemplo, en el espectro beta que es sincrónico de alfa.

Depresión del ritmo normal: Cuando una frecuencia es más lenta de lo normal.

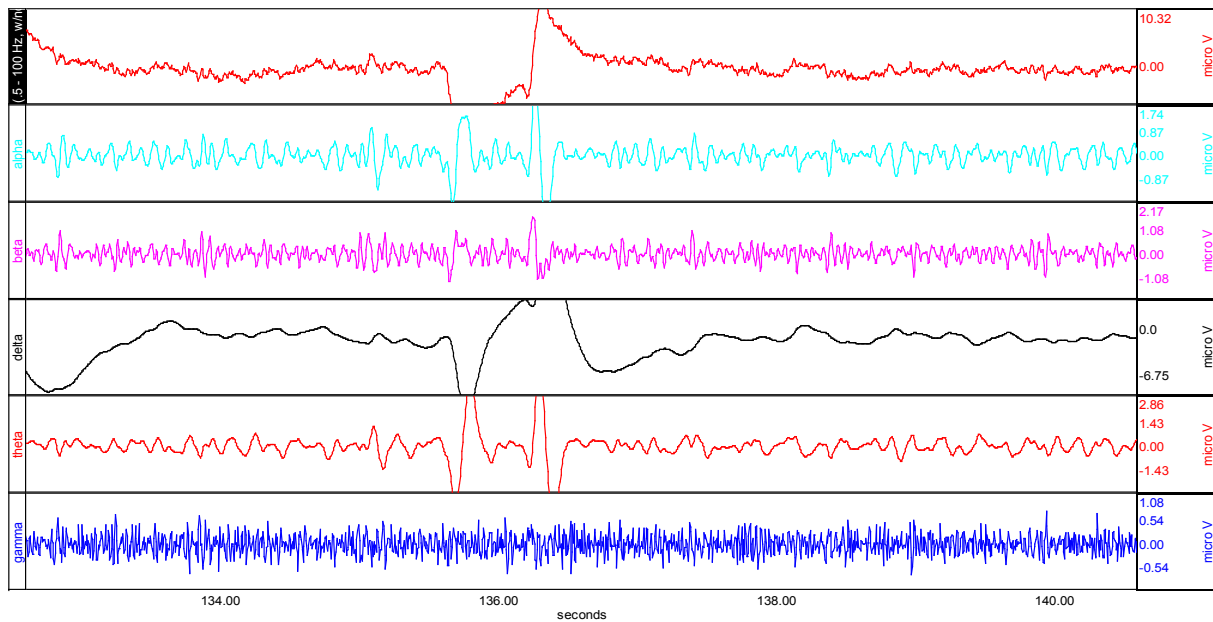


Figura 8.2. Registro de EEG

Espectro electroencefalográfico

Ritmo alfa. Se ubica en el lóbulo frontal. Cuando se registra con electrodos sobre la piel de animal adulto en reposo corporal y con los ojos cerrados, el componente más prominente del EEG es un patrón bastante regular de ondas, con una amplitud aproximada de $50\mu\text{V}$ y una frecuencia de 8 a 12 Hz. El patrón es el ritmo alfa, el cual es más marcado en el área parietooccipital, aunque a veces se observa en otras áreas. Un ritmo semejante ha sido observado en una amplia variedad de especies de mamíferos. En el gato es ligeramente más rápido que en el hombre, existiendo otras variaciones pequeñas de especie a especie, pero en todos los mamíferos este patrón es notablemente semejante.

Ritmo beta. Son más fuertes en el lóbulo frontal, sobretodo en el área próxima a la circunvolución pre central. Estas ondas están producidas por los estímulos visuales. Su frecuencia es de 14 a 21Hz aunque también puede variar de 22 a 30Hz.

Ritmo delta. Se emiten, aparentemente, siguiendo un patrón general en toda la corteza cerebral. Son más frecuentes durante el sueño y en los lactantes despiertos. Su frecuencia es de 3 a 4 Hz y una amplitud de 70 o más μV .

Ritmo theta. Se emiten por los lóbulos temporal y occipital, además de que se relaciona con actividad hipocampal. Es más común en recién nacidos y su frecuencia es de 4 a 7.5Hz.

Material que se proporciona en el laboratorio

- **Material biológico**

1 rata macho cepa Wistar de 200 a 250 g de peso

- **Reactivos, fármacos y soluciones**

Xilazina

Pentobarbital sódico

Solución de cloruro de sodio al 10 %

- **Equipo de Laboratorio**

Biopac MP35

Cables tipo caimán

Cables de corriente y USB

Electrodos de aguja

Computadora

Tabla de disección

Material que debe traer el alumno

Tres jeringas insulínicas

Navaja de afeitar

Jabón

Tela adhesiva

Alimentos diversos: un chocolate, un limón, café soluble

Paño o franela

Líquido limpiador

Torundas con alcohol

Guante de carnaza

Hilo cáñamo

Desarrollo

- 1) Conectar el Biopac MP35 a la PC en la entrada USB frontal inferior.
- 2) Encender la PC.
- 3) Encender el interruptor de la parte trasera del Biopac, se prenden los focos busy y power.
- 4) Una vez que se apague Busy, hacer clic en el icono  BSL PRO 3.7 .lnk
- 5) Una vez abierto el programa espere a que el foco BUSY se apague.
- 6) De la barra de herramientas superior elija el botón MP35, se abrirá una ventana con opciones, elija la primera: SETUP CHANNELS.



Figura 8.3. a

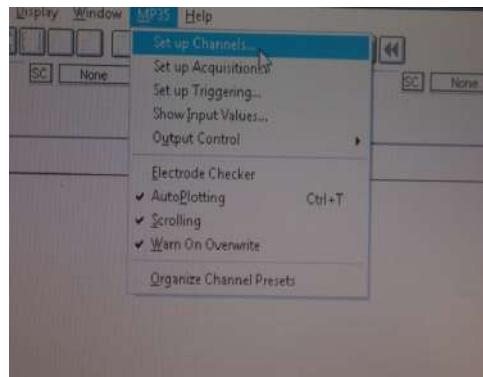


Figura 8.3. b

- 7) Aparecerá otra ventana de herramientas, ahí elija el canal uno (Ch 1); del lado derecho aparece una flecha indicando una columna llamada PRESETS,

elija el botón con un triángulo del CH1, ahí aparecerán todas las pruebas que puede realizar el MP35 elija ELECTROENCEPHALOGRAM EEG .5 – 35 Hz.

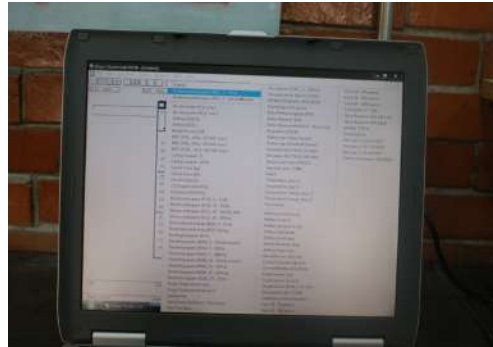


Figura 8.4.

- 8) En la parte inferior de la ventana de SETUP CHANNELS hay más opciones, en la parte inferior aparece un recuadro que dice CALCULATION CHANNELS, si hace clic en el botón de PRESETS del CH1 para este apartado, podrá elegir que el programa calcule por separado cada onda del EEG facilitando el trabajo. Sólo presione en cada casilla nombrada C el botón presets y en C1 elija Alfa, en c2 beta, en C3 delta y en C4 theta.

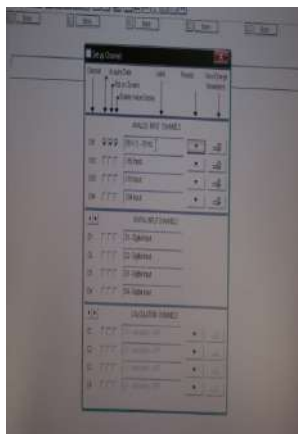


Figura 8.5. Selección del canal CH1 para la prueba de EEG 0.5 a 35 Hz

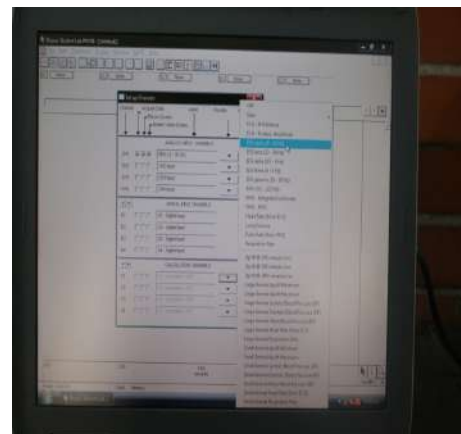


Figura 8.6. Elección del canal de cálculo para ritmo alfa

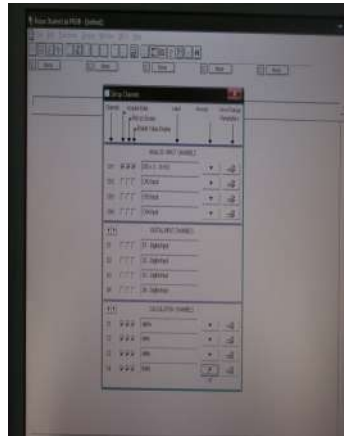


Figura 8.7. Todos los canales de cálculo elegidos

- 9) Una vez realizado el ajuste, cierre la ventana de SETUP CHANNELS y sólo quedará la ventana de trabajo en blanco. Para extender el tiempo del registro se abre MP35, se elige SET UP ACQUISITION y en la barra de DURATION LENGHT se agregan más segundos. Para EEG se recomiendan 300.

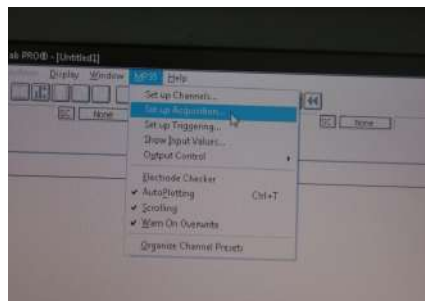


Figura 8.8.

- 10) Anestesiarse al paciente. Pregunte a su profesor la dosis a utilizar.
- 11) Insertar subcutáneamente (bajo la piel) los tres electrodos en el cráneo de la rata, de la siguiente forma (ver marcas en figura 8.9).



Figura 8.9. Ubicación correcta de electrodos en una rata

El cable del centro color negro es considerado como tierra o electrodo buscador y debe ir colocado en la zona frontal y al centro dirigido hacia el rostro. Los otros dos electrodos (cable rojo y blanco) van en la zona parietal uno a cada extremo, sin importar su localización izquierda o derecha del cráneo.

- 12) Una vez conectado el paciente, en la parte inferior derecha de la ventana de trabajo hay un botón que dice Start ▲, acciónelo.
- 13) Aparecerá el registro electroencefalográfico y si eligió calcular por separado cada onda, aparecerán en un canal independiente del monitor cada una.
- 14) Registrar con la rata anestesiada por 5 minutos. Este es el registro basal.
- 15) Abrir una nueva ventana para el siguiente experimento en file, new. Esta ventana tendrá ya la calibración de los canales.
- 16) Cubra a la rata con una caja y registrar de nuevo por un minuto. Retirar la caja y al mismo tiempo apretar la tecla F9 para marcar el evento de cambio de luz (antes de que acabe el minuto de registro).
- 17) Abra una nueva ventana y provocar un estímulo táctil ligero puncionando ligera y rápidamente la cola de la rata (regístrelo por un minuto, solo aplicando un estímulo), al mismo tiempo apriete F9 para marcar el estímulo en la ventana de registros.
- 18) Abra una nueva ventana y estimule auditivamente mediante un silbido en el pabellón auricular por un minuto.

- 19) Abra otra ventana y estimule olfativamente con chocolate y jamón acercándolo a la nariz de la rata. Dejar el alimento por un minuto junto a las fosas nasales de la rata.
- 20) Abra otra ventana de registro por un minuto y con un hisopo administrar en la lengua de la rata solución de NaCl al 10 %, apretar F9. Posteriormente con otro hisopo administrar jugo de limón, apretar F9 de nuevo.
- 21) Desconecte los cables, retire electrodos y regrese a la rata a su contenedor.

Análisis de datos para registro basal, estimulación auditiva y olfatoria

- 1) Para leer una banda del espectro del EEG seleccione por ejemplo esta banda haciendo clic izquierdo sobre el canal de alfa.
- 2) Seleccione del panel de herramientas la barra Transform.
- 3) Se abre una nueva pantalla, en ella seleccione *FFT* (Fast Fourier Transform), el cual realizará un análisis estadístico donde realizara una prueba de medias. Con esto tendremos una ventana con una distribución normal y en el panel de mediciones SC nos elegirá por default las medidas para frecuencia en Hz y de intensidad en microvolts..
- 4) Se abre una ventana nueva donde solo se selecciona la opción *Linear* y se da aceptar. Aparecerá una gráfica como esta:

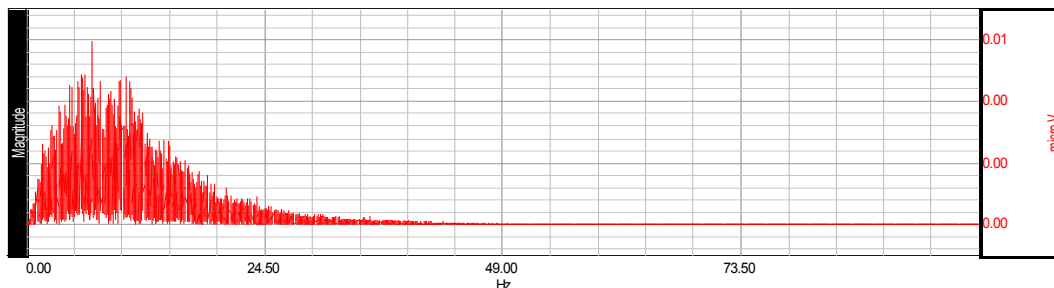


Figura 8.10. Gráfica de una Transformación rápida de Fourier (FFT)

- 5) Abra la herramienta Journal. Se abre una sección debajo de la gráfica FFT.
- 6) Se selecciona con la herramienta I beam todo el trazo de FFT.
- 7) Con Ctrl + m se copian los resultados al Journal. De aquí los puede copiar a Word o Excel.

- 8) Hacer lo mismo para cada banda del espectro y por ventana de ejercicios.

Análisis de datos para estimulación táctil y gustativa

- 1) El análisis se realiza sobre la ventana principal del registro, en la barra de análisis selecciones el cuadro SC y seleccione DELTA, en otro cuadro SC seleccione FRECC.
- 2) Con la herramienta de selección (I) seleccione en la banda del registro donde hubo cambios posterior a la estimulación táctil y mida completamente la gráfica, copie los resultados que aparecen en la ventanita de SC y llene la siguiente tabla:

Resultados

Número de ondas por segundo (Hz)	Basal	Táctil	Auditivo	Olfativo
Alfa				
Beta				
Delta				
Theta				

Tabla 8.2. Resultados de frecuencia

Intensidad (mV)	Basal	Táctil	Auditivo	Olfativo
Alfa				
Beta				
Delta				
Theta				

Tabla 8.3. Resultados de amplitud

Cuestionario de discusión

1. ¿Cómo afectó la estimulación del olfato a la amplitud y frecuencia de la onda beta del registro electroencefalográfico?
2. ¿En cuál de las ondas encefalográficas se observa un cambio más evidente en amplitud y frecuencia cuando se aplica un estímulo táctil, auditivo y olfativo?

3. ¿Cuál es la relación entre la frecuencia y la amplitud de la respuesta en cada una de las ondas?
4. ¿Qué factores pueden afectar la obtención de un buen registro?

Medidas de seguridad y riesgos

Observar las indicaciones del profesor de laboratorio en el manejo de la rata de laboratorio para evitar accidentes como mordeduras, si estas se llegan a presentar, el alumno deberá lavarse inmediatamente con agua y jabón. No se requiere ningún otro cuidado.

Para el manejo del equipo se deben seguir las indicaciones antes mencionadas para evitar un incorrecto manejo en su uso, lo cual podría llevar a alguna descompostura al mismo o a la persona que lo está operando.

Los punzo cortantes se depositan en el contenedor rojo.

Bibliografía

Bell F. R. and T. Itabisashi. *The Electroencephalogram of Sheep and Goats with Special Reference to Rumination. Physiology anti Behavior*, Vol I 1, pp. 503-514. Brain Research Publications Inc., 1973.

Bergamasco L., E. Macchi. *Electroencephalographic power spectral analysis of growing goat kids (Capra hircus) Small Ruminant*. Research 66: 265-272. 2006.

Hoerlein B.F. DVM. Ph. D. *Canine neurology diagnosis and treatment*, Saunders company, U.S. 1978.

Jun Yan, Yunfeng Zhang. *Sound-guided shaping of the receptive field in the mouse auditory cortex by basal forebrain activation*. European Journal of Neuroscience. Volume 21 Issue 2 Page 563-576, January. 2005.

Klemm W.R. *Animal encephalography*, Academic Press, New York, London, 1969.

Pampiglione, G. *Development of some rhythmic activity in the EEG of young pigs, lambs and puppies*. Rev. EEG Neurophysiol.7, 255-262. 1977.

Pellegrino Fernando. *Libro de neurología para la práctica clínica*, Intermédica, Buenos Aires Argentina, 2003.

Riquelme, L. *Bases neurofisiológicas de las señales bioeléctricas cerebrales*. En: Análisis computado del EEG. Buenos Aires. FADEC. 1995.

Ruiz L.S., *Neurofisiología de los animales domésticos*, Publicaciones Don Folio, México, 1994.

Anexo 1. Medidas de seguridad en el laboratorio de fisiología general

Es importante establecer las condiciones mínimas de seguridad en el empleo de los diversos materiales que se utilizan en el desarrollo de las prácticas de Fisiología General.

Equipo y material empleado

Equipo

Fisiógrafo Narco Bio Systems

Es un aparato eléctrico el cual necesita de una tierra física para evitar daños tanto en el equipo, ya que este es sensible, como en el operador. Por eso es importante, antes que nada, conectar el cable de tierra a su respectiva entrada y el caimán del extremo opuesto a una toma de agua. Al finalizar debe retirar el cable de alimentación antes que el cable de tierra.

Biopac MP35

Es una interfase biológico-computacional que trabaja con bajo voltaje, es necesario el uso del transformador específico para este equipo; también se debe tener cuidado en desconectar y conectar los cables de electrodos cuando el aparato este encendido. Es necesario conectar todos los cables primero y después encender el equipo.

Material biológico

Rata de laboratorio (*Rattus norvergicus*)

El manejo y disposición inadecuados de cadáveres representa un riesgo para la salud, así como ocasionar el deterioro del medio ambiente, por lo que es necesario cumplir con las disposiciones siguientes:

1. El cadáver deberá ser introducido en una bolsa de plástico de color amarillo translúcido, además deberán estar marcadas con el símbolo universal

de riesgo biológico y la leyenda Residuos Peligrosos Biológico-Infecciosos.

2. Las bolsas se llenarán al 80 por ciento (80%) de su capacidad, cerrándose antes de ser transportadas al sitio de almacenamiento temporal o su destino final (crematorio), no podrán ser abiertas o vaciadas.
3. Deberán conservarse a una temperatura no mayor de 4°C (cuatro grados Celsius) en almacenes temporales con sistemas de refrigeración, o en refrigeradores en áreas que designe el responsable del establecimiento generador dentro del mismo.

Material quirúrgico

Estuche de disección, esencialmente navaja para bisturí, jeringas para insulina, hoja de rasurar.

Los recipientes de los residuos peligrosos punzo cortantes deberán ser rígidos de polipropileno color rojo, que permitan verificar el volumen ocupado en el mismo, resistentes a fracturas y pérdidas de contenido al caerse, destructibles por métodos físicos, tener separador de agujas y abertura para depósito con tapa(s) de ensamble seguro y cierre permanente. Deberán contar con la leyenda que indique "RESIDUOS PELIGROSOS PUNZOCORTANTES BIOLÓGICO-INFECCIOSOS y marcados con el símbolo universal de riesgo biológico.

Los recipientes para los residuos peligrosos, punzo cortantes y líquidos se llenarán hasta el 80% (ochenta por ciento) de su capacidad asegurándose los dispositivos de cierre y no deberán ser abiertos o vaciados.

Referencias

Norma Oficial Mexicana NOM-087-ECOL-SSA1-2002, Protección ambiental – Salud ambiental - Residuos peligrosos biológico-infecciosos

Clasificación y especificaciones de manejo

Ley Federal sobre Metrología y Normalización

Norma Oficial Mexicana NOM-001-SEDE-1999, Instalaciones eléctricas (utilización)

Anexo 2. Calendarización 2012-I



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO
FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES CUAUTITLÁN
DEPARTAMENTO DE CIENCIAS BIOLÓGICAS
SECCIÓN DE BIOQUÍMICA Y FISIOLÓGÍA AGROPECUARIA

CALENDARIZACIÓN

Código:

FPE-CB-DEX-01-02

Número de Revisión:

01

ASIGNATURA: Fisiología General
SEMESTRE 2012-1

GRUPO: Todos
CARRERA MVZ

Semana No.	Fecha (Semanal)	Práctica	Cumplió		Observaciones
			Si	No	
1	8-12 agosto	A y B. Presentación y formación de equipos			
2	15-19 agosto	A. Fisiógrafo 1. ^a parte B. Teoría fisiógrafo 1. ^a parte			
3	22-26 agosto	A. Fisiógrafo 2. ^a parte B. Fisiógrafo 1. ^a parte			
4	29 agost. -2 sept.	A. Diseño experimental P2 B. Fisiógrafo 2. ^a parte			
5	5-9 septiembre	A. Discusión P2 B. Diseño experimental P2			
6	12-16 septiembre	A. Músculo esquelético P3 B. Discusión P2			Festivos 15-16 sep. No afecta
7	19-23 septiembre	A. Discusión P3 B. Músculo esquelético P3			
8	26-30 septiembre	A. Músculo liso P4 B. Discusión P3			
9	3-7 octubre	A. Discusión P4 B. Músculo liso P4			
10	10-14 octubre	A. Músculo cardíaco P5 B. Discusión P4			

11	17-21 octubre	A. Discusión P5 B. Músculo cardíaco P5			
12	24-28 octubre	A. ECG P6 B. Discusión P5			
13	31 oct.-4 nov.	A. Reflejos P7 B. ECG P6 y discusión			Festivos 1 y 2 nov. Afecta 1202
14	7-11 nov.	A. EEG P8 B. Reflejos P7			Festivo 10 mayo
15	14-18 nov.	A. Discusión P6 y P8 B. EEG P8 y discusión			
16	21-25 nov.	A. Exámenes B. Exámenes			Festivo 21 nov. Afecta secc. B 1201 y 1251

Semana No.	Fecha (Semanal)	Examen	Cumplió		Observaciones
			Si	No	
11	17-21 Octubre	1.º examen departamental			En clase de teoría
16	22-23 Nov.	2.º examen departamental			En clase de teoría
16	Jueves 24 nov.	Examen final			
16	Viernes 25 nov.	Entrega de calificaciones			

Elaborado por: Javier Froylán Lazcano Reyes

Anexo 3. Reglamento general para los laboratorios

1. Este reglamento aplicará para personal académico, alumnos y laboratoristas.
2. Para todo trabajo realizado en el laboratorio deberá utilizarse bata blanca con manga larga.
3. La tolerancia para el inicio de la sesión de laboratorio será hasta de 10 minutos a partir de la hora señalada.
4. Por seguridad, no deben cerrarse las puertas del laboratorio con llave durante las prácticas.
5. En todo momento deberá mostrarse una conducta adecuada en el área de trabajo.
6. Queda prohibido en los laboratorios:
 - a) Tirar basura fuera del cesto.
 - b) Ingerir alimentos y/o bebidas.
 - c) Fumar.
 - d) Recibir visitas.
 - e) La entrada a los inter-laboratorios a toda persona ajena a los mismos.
 - f) Realizar reuniones o convivios en los laboratorios.
 - g) Salir del laboratorio en el horario asignado para la sesión experimental.
 - h) Sentarse sobre las mesas de trabajo.
 - i) Mover el mobiliario de su lugar.
 - j) Utilizar las gavetas para guardar material que no corresponda a la asignatura.
7. Los residuos peligrosos deben depositarse en los contenedores destinados para tal fin, entendiendo por residuo peligroso: elementos, sustancias, compuestos, desechos o mezclas de ellos que en cualquier estado físico representan un riesgo para el ambiente, la salud o los recursos

naturales por sus características corrosivas, reactivas, explosivas, tóxicas, inflamables o biológico-infecciosas (Art. 3º de la Ley General del Equilibrio y Protección del Ambiente).

8. Dentro del laboratorio no se permite el uso de teléfonos celulares, reproductores de sonido o cualquier medio electrónico de entretenimiento. El uso de las computadoras portátiles queda restringido a temáticas relacionadas con la asignatura.
9. El acceso al laboratorio se permitirá únicamente cuando esté presente un profesor.
10. El uso del laboratorio para trabajo extraordinario deberá programarse con el profesor responsable en un horario que no interfiera con aquel destinado para el desarrollo de las prácticas.
11. Para solicitar material y equipo, es requisito indispensable que el alumno llene debidamente el vale de material (FPE-CB-DEX-01-09) y lo entregue a la persona responsable, dejando como depósito la credencial vigente de la UNAM.
12. El alumno deberá revisar el material y/o equipo al momento de recibirlo indicando cualquier anomalía (faltante o material dañado) y será devuelto en las condiciones en que se recibió. De no hacerlo, se hará acreedor a las sanciones establecidas en cada laboratorio.
13. Es obligación de todos mantener limpio y ordenado el lugar de trabajo y todo el laboratorio.

Anexo 4. Instrucciones para la elaboración del reporte

En una sola hoja utilizable por ambos lados se elaborará un reporte sintetizado con los siguientes puntos:

1. Portada (en dos renglones colocar el nombre del alumno, grupo, número y nombre de la práctica).
2. Marco teórico con referencias (entre 100 y 120 palabras).
3. Objetivos de la práctica.
4. Desarrollo gráfico de la práctica con diagramas y esquemas.
5. Resultados (anexar tablas y graficas).
6. Discusión (entre 100 y 120 palabras con referencias).
7. Conclusión (justificar resultados con los objetivos de la práctica).
8. Bibliografía (mínimo tres referencias, omitir páginas web).
9. Incluir cuestionario de evaluación contestado que se encuentra al final de cada práctica.

Fisiología General ***(Prácticas de laboratorio para MVZ)***

Este manual tiene como objetivo reforzar el aprendizaje teórico del alumno y generar conocimiento sustentado en una metodología científica aplicada en ocho sesiones prácticas, que van desde la comprensión de conceptos básicos, el manejo del fisiógrafo, la contracción muscular esquelética, lisa y cardíaca, la actividad eléctrica del cerebro y del corazón, hasta el entendimiento de los reflejos medulares.

colección: manuales de ciencias biológicas, químicas y de la salud

