



**MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DEL CURSO DE CIENCIAS FISIOLÓGICAS SEGUNDO AÑO**

Código: M-FMED-LFIS-01

Revisión: 07

Página: 1 de 91

Fecha de emisión: 24/10/08

Fecha de modificación: 08/08/17

## 1.- OBJETIVO

Que todos los profesores y alumnos del Laboratorio de Ciencias Fisiológicas cuenten con las instrucciones precisas para la realización de las prácticas del Laboratorio de Ciencias Fisiológicas.

## 2.- ALCANCE

Aplica para la realización de las prácticas del Laboratorio de Ciencias Fisiológicas

## 3.- POLITICAS

- El responsable de Laboratorio de Ciencias Fisiológicas programará las prácticas al menos un mes antes del inicio del curso.
- Los profesores y alumnos cumplirán con los lineamientos incluidos en el manual.
- Los profesores informarán en el primer día de clases los objetivos del laboratorio, los lineamientos, sistema de evaluación y sobre el Sistema de Gestión de la Calidad.
- El reporte escrito de las prácticas debe enviarse en formato electrónico a los profesores.
- Los profesores retroalimentan e informan de las calificaciones a los alumnos por forma electrónica.
- Los profesores entregan las listas de asistencia, listas de cotejo y calificaciones al final de cada etapa al responsable del Laboratorio de Ciencias Fisiológicas en fechas previamente establecidas al inicio del curso.
- El responsable del laboratorio entrega las calificaciones de todas las etapas al Coordinador(a) de Ciencias Fisiológicas al finalizar el curso escolar.

## 4.- CONTENIDO



**UADY**  
UNIVERSIDAD  
AUTÓNOMA  
DE YUCATÁN  
"Luz, Ciencia y Verdad"

<b>MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DEL CURSO DE CIENCIAS FISIOLÓGICAS SEGUNDO AÑO</b>		
Código: M-FMED-LFIS-01	Revisión: 07	Página: 2 de 91
Fecha de emisión: 24/10/08	Fecha de modificación: 08/08/17	



**UADY**  
FACULTAD DE  
MEDICINA

"Luz, Ciencia y Verdad"



LICENCIATURA DE MÉDICO CIRUJANO

**MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DEL  
CURSO DE CIENCIAS FISIOLÓGICAS  
SEGUNDO AÑO**

Mérida, Yucatán.  
2017

M-FMED-LFIS-01/REV:07



**UADY**  
UNIVERSIDAD  
AUTÓNOMA  
DE YUCATÁN  
"Luz, Ciencia y Verdad"

<b>MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DEL CURSO DE CIENCIAS FISIOLÓGICAS SEGUNDO AÑO</b>		
Código: M-FMED-LFIS-01	Revisión: 07	Página: 3 de 91
Fecha de emisión: 24/10/08	Fecha de modificación: 08/08/17	

# UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE YUCATÁN

## FACULTAD DE MEDICINA



# MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DEL CURSO DE CIENCIAS FISIOLÓGICAS

COORDINADOR DE CIENCIAS BÁSICAS  
**Dr. José Luis Torres Escalante**

RESPONSABLE DEL LABORATORIO DE  
CIENCIAS FISIOLÓGICAS  
**M E. Emilio Felipe Pavía Carrillo**

Mérida, Yucatán  
2017



## Índice

(Incluye las prácticas con el simulador Physioex e hipervínculos para prácticas con fisiógrafo Biopac y anexos)

	Pág
Introducción	6
Reglamento del laboratorio	8
Normas generales	9
Sistema de evaluación de los alumnos en el laboratorio de ciencias fisiológicas y como organizar el estudio del laboratorio	11
Listas de cotejo para evaluar, desempeño, reporte y bitácora del laboratorio	<a href="#">Ver</a>
<b>Unidad I. Principios básicos del ser humano</b>	13
Práctica 1. Inducción al laboratorio de ciencias fisiológicas	14
Práctica 2. Mecanismo de transporte celular y permeabilidad. <i>En: PhysioEx 9, ejercicio 1.</i> Actividad 1: Simulación de diálisis (difusión simple) (pág. 2). Actividad 5: Simulación de transporte activo (pág. 13).	-
Práctica 3. Neurofisiología del impulso nervioso. <i>En: PhysioEx 9, ejercicio 3.</i> Actividad 1: El potencial de reposo de la membrana (pág. 40). Actividad 3: El potencial de acción: umbral (pág. 46). Actividad 5: El potencial de acción: medición de sus períodos refractarios (pág. 50).	-
Práctica 4. Análisis de los datos y gráficos en la farmacocinética y farmacometría.	17
<b>Unidad II. Nervioso y locomotor.</b>	23
Práctica 5. Sistema Sensitivo	24
Práctica 6. Reflejos en el Ser Humano.	28
Práctica 7. Electromiografía 1 en Manual de Biopac	<a href="#">Ver</a>
Práctica 8. Electroencefalograma. Además ver Electroencefalografía 1 en Manual de Biopac.	33 <a href="#">Ver</a>
<b>Unidad III. Endocrinología e inmunología</b>	36
Práctica 9. Fisiología del Sistema Endocrino <i>PhysioEx 9, ejercicio 4.</i> Actividad 1: Metabolismo y hormonas tiroideas Parte 1: Determinación de la tasa metabólica basal (pág. 70). Parte 2: Determinación del efecto de la tiroxina sobre la tasa metabólica (pág. 71). Parte 3: Determinación del efecto de la TSH sobre la tasa metabólica (pág. 71). Parte 4: Determinación de efecto del propiltiouracilo sobre la tasa metabólica (pág 73).	
Práctica 10. Curva de tolerancia a la glucosa	37
Práctica 11. Variaciones cíclicas de la temperatura corporal y determinación de gonadotropina coriónica Humana	41
Práctica 12. Tipificación sanguínea en humanos	45



**MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DEL CURSO DE CIENCIAS FISIOLÓGICAS SEGUNDO AÑO**

Código: M-FMED-LFIS-01

Revisión: 07

Página: 5 de 91

Fecha de emisión: 24/10/08

Fecha de modificación: 08/08/17

<b>Unidad IV. Cardiología-Respiratorio-Hematología</b>	47
Práctica 13. Fisiología y farmacología del músculo cardíaco. <i>En: PhysioEx 9, ejercicio 6.</i> Actividad 2: Examen del efecto de la estimulación del nervio vago (pág.110) Actividad 4: Examen de los efectos de sustancias modificadoras del ritmo cardíaco (pág.113) Actividad 5: Examen de los efectos de diferentes iones sobre la frecuencia cardíaca (pág.115)	-
Práctica 14. Actividad eléctrica del corazón humano.	48
Práctica 15. Fisiología del ejercicio aeróbico	<a href="#">Ver</a>
Práctica 16. Función pulmonar I y II en Manual de Biopac	<a href="#">Ver</a>
Práctica 17. Anticoagulantes	53
<b>Unidad V. Digestión – Nutrición – Metabolismo – Excreción.</b>	55
Práctica 18. Digestión de proteínas	56
Práctica 19. Índice glucémico	59
Práctica 20. Metabolismo en el ejercicio	69
Práctica 21. Fisiología del sistema renal I <i>En: PhysioEx 9, ejercicio 9.</i> Actividad 1: Efecto del radio de la arteriola sobre la filtración glomerular (pág. 151). Actividad 2: Efecto de la presión sobre la filtración glomerular (pág. 154). Actividad 3: Respuesta renal a la alteración de la presión arterial (pág. 156).	
Práctica 22. Fisiología del sistema renal II <i>En: PhysioEx 9, ejercicio 9.</i> Actividad 4: Los gradientes de solutos y su influencia sobre la concentración de la orina (pág. 159). Actividad 5: Reabsorción de glucosa a través de proteínas transportadoras (pág. 160). Actividad 6: Efecto de las hormonas sobre la formación de orina (pág. 162).	
Práctica 23. Capacidad de Concentración y Dilución Urinaria	71
<b>Unidad VI. Crecimiento-Desarrollo-Muerte</b>	76
Práctica 24. Extracción de ADN y lectura del código genético	77
Apéndice A. Equipo y materiales del laboratorio	84



## INTRODUCCIÓN

El trabajo del laboratorio lo podemos definir como el procedimiento instruccional mediante el cual se determinan las causas, efectos, naturaleza o propiedades de cualquier fenómeno, ya sea a través de la experiencia **real o simulada**.

Las prácticas de laboratorio constituyen un factor importante en la adquisición activa de conocimientos y en la formación del futuro médico, especialmente en cuanto a desarrollar en el estudiante, competencias que le ayuden a tener la capacidad de aplicar una mentalidad crítica y un enfoque científico, preparándolo para enfrentar satisfactoriamente los problemas médicos y asimilar los nuevos avances de la medicina.

Las prácticas de este manual han sido estructuradas de tal forma que permitan a los alumnos ponerse en contacto con la observación sistematizada, la experimentación y estimular su interés por todo lo relacionado por las ciencias fisiológicas.

La utilización de animales en la enseñanza de las prácticas de Fisiología, ha sido la metodología más empleada, pese a ser prácticas cruentas y difíciles de realizar por el propio estudiante en la mayoría de las ocasiones. En los últimos años la tecnología ha permitido el desarrollo de alternativas que no requieren el uso de animales para lograr los objetivos docentes, ejemplo de lo anterior son las simulaciones de realidad virtual que ofrece el software PhysioEx, el cual se puede utilizar como complemento o como sustituto de prácticas reales. Entre las ventajas del PhysioEx se encuentran los siguientes; permite a los estudiantes repetir los experimentos tantas veces como deseen, realizarlos sin dañar animales, llevar a cabo pruebas que son complicadas de realizar en un laboratorio real por: falta de tiempo, costes elevados o riesgos para la seguridad. Estas son las razones por las cuales se han agregado prácticas simuladas haciendo referencia en el índice de este manual las páginas del libro de PhysioEx donde se encuentran las prácticas simuladas las cuales permitirá a los alumnos comprender mejor los conceptos de la Fisiología Humana. Con la adquisición de nuevos fisiógrafos se han implementados en el último año más prácticas donde se registran variables fisiológicas con aplicación en la práctica clínica con lo que se planea sustituir las



prácticas simuladas, por ejemplo en este ciclo escolar sustituimos la práctica simulada de músculo estriado por una real en la que se estudia la actividad eléctrica de músculo esquelético (electromiografía) en voluntarios sanos.

### **OBJETIVO GENERAL DEL LABORATORIO**

Propiciar la integración de los conocimientos teórico-prácticos en Ciencias Fisiológicas a través de la ejecución y análisis de prácticas sistematizadas aplicando la observación sistematizada y la experimentación.

### **METAS DEL LABORATORIO**

- Relacionar el contenido teórico con las prácticas de laboratorio
- Desarrollar en los estudiantes una actitud crítica ante los nuevos adelantos y los descubrimientos científicos.
- Desarrollar la capacidad de emplear en forma sistemática el proceso científico.
- Utilizar apropiadamente las fuentes de información y la capacidad para identificar eficaz y eficientemente la información válida y útil.
- Estimularlo a extraer sus propias conclusiones con base en los resultados obtenidos en el laboratorio.
- Lograr el entrenamiento en algunas técnicas utilizadas en el laboratorio.



## **REGLAMENTO DEL LABORATORIO DE CIENCIAS FISIOLÓGICAS**

1. Durante el curso de Ciencias Fisiológicas, a cada grupo se le asignara un día a la semana, de lunes a viernes para llevar a cabo la práctica.
2. La sesión de laboratorio tendrá una duración de tres horas de trabajo práctico a la semana.
3. Las fechas y horas de las prácticas son fijas y solo podrán modificarse por causas de fuerza mayor; en tal caso serán comunicadas con anticipación.
4. Cada alumno podrá realizar su trabajo práctico, únicamente, en el día y la fecha que le corresponda a su grupo.
5. El alumno que no reúna el **80%** de asistencias con causa justificada deberá cursar de nuevo el laboratorio.
6. La lista de presencia se pasará al inicio de la práctica. Todo alumno que no esté presente al momento de pasar lista perderá su derecho a tomarla y no podrá intervenir en la realización de su informe. Los horarios de las prácticas son: de 7:00 a 10:00 hrs. de 9:00 a 12:00 hrs. y de 11:00 a 14:00 hrs. (con tolerancia de 15 min).
7. El uso de la bata en el laboratorio será indispensable y no podrá permanecer en el mismo todo alumno que no la porte.
8. Se prohíbe fumar y comer durante las prácticas de laboratorio
9. Cada grupo será dividido, según acuerdo con el instructor en equipos de trabajo.
10. **Los alumnos** de cada equipo de trabajo **serán responsables** de la integridad del material.
11. **La limpieza** será **importante**, después de la práctica deberán de dejar el equipo, el material de cristalera y las instalaciones limpias y ordenadas en condiciones de ser usadas de nuevo.
12. Cada equipo de trabajo tendrá una bitácora, donde anotará las observaciones y resultados que obtenga durante su trabajo, debiendo recabar la firma del maestro al final de la práctica. Esta bitácora se entregará para su evaluación al final de cada etapa del laboratorio.



13. Cada equipo de trabajo entregará un informe de la práctica de laboratorio, el cual estará basado en los resultados obtenidos durante la práctica y en el material bibliográfico correspondiente.
14. La fecha de entrega del informe del laboratorio será a los siete días de realizada la práctica, con excepción de la última práctica de cada etapa en la cual el reporte se entregará hasta una semana posterior a su examen parcial: "NO ACEPTÁNDOSE POSTERIORMENTE".
15. En caso de que el grupo se presente sin el material biológico respectivo para trabajar, NO se suspende la práctica. Esta se realizará con apoyo de una presentación en power point y en ese caso la calificación del trabajo de laboratorio tendrá como máximo el 50 % de la calificación.
16. Al término de cada práctica todo el equipo eléctrico utilizado deberá ser apagado.

## **NORMAS GENERALES**

Para obtener provecho en una práctica de laboratorio, es necesario seguir ciertas normas que disminuyan al máximo los errores y accidentes.

1. Nunca sacrificar un animal por pequeño que sea, si previamente no existe un planteamiento experimental coherente.
2. Todos los **accidentes** en el laboratorio, por triviales que sean, se comunicaran inmediatamente al profesor.
3. Jamás tener prisa a la hora de realizar la práctica.
4. En las prácticas de laboratorio son indispensables: El máximo grado de **observación** de los fenómenos, el rigor científico y la limpieza.
5. No confiar nada a la memoria, anotar todas las observaciones en la bitácora. Una parte esencial de cualquier trabajo científico es la de consignar por escrito la descripción de lo que se ha hecho y observado en tal forma que permita a cualquiera persona, con cierto



<b>MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DEL CURSO DE CIENCIAS FISIOLÓGICAS SEGUNDO AÑO</b>		
Código: M-FMED-LFIS-01	Revisión: 07	Página: 10 de 91
Fecha de emisión: 24/10/08	Fecha de modificación: 08/08/17	

conocimiento del tema, repetir el trabajo realizado sin necesidad de guía especial. Las notas de sus observaciones deben ser breves, claras y deben realizarse inmediatamente después de cada paso del trabajo, deben conservarse con orden y limpieza; éstas deben ser una descripción completa y **honest**a de todo lo que el estudiante ha visto y hecho.

6. Cualquier equipo que se utilice se manejará de acuerdo con el instructivo y una vez utilizado se dejará en condiciones de ser manejado por otra persona.
7. Evitar la contaminación de los reactivos líquidos, para esto es necesario utilizar una pipeta para cada reactivo; en el caso de los reactivos sólidos se utilizará una espátula para cada reactivo.
8. Al manejar sustancias tóxicas hay que prestar particular importancia a la limpieza de manos, lugar de trabajo y recipientes utilizados.
9. Los reactivos para uso general estarán en lugares accesibles para todos. Cada reactivo deberá tener su etiqueta respectiva. Después de trabajar con los reactivos, las mezclas se desecharan en contenedores especiales.
10. La limpieza del material de cristalería se debe realizar inmediatamente después de cada experimento.
11. Una vez realizada la práctica se recogerá todo el material, se pondrá en los contenedores y se llevará al almacén para su limpieza.
12. La obtención de los animales a utilizar en las prácticas será responsabilidad de los estudiantes.
13. Todos los desechos (animales, tejidos, punzo-cortantes, etc.) se colocarán en bolsas y recipientes especiales. De acuerdo al manejo de RPBI.



## MEDIDAS DE SEGURIDAD

- Los alumnos deberán contar con su cartilla de vacunación actualizada contra Tétanos y Hepatitis B
- El uso de bata de laboratorio es indispensable ya que sirve de protección contra accidentes como: contacto con agentes biológicos, derrame de reactivos, etc.
- Al inicio y al final de cada sesión de laboratorio [lavarse las manos](#).
- Al manejar sangre y líquidos corporales usar guantes.

**L-FMED-LFIS-01/REV:03**

## SISTEMA DE EVALUACIÓN DE LOS ALUMNOS EN EL LABORATORIO DE CIENCIAS FISIOLÓGICAS:

Todas las prácticas de laboratorio serán evaluadas por medio de la plataforma Moodle por lo que todos los alumnos deberán inscribirse a sus respectivos grupos en el área de computo, la evaluación de cada práctica consiste en: a) valuación de conocimientos previos (10 puntos), b) lista de cotejo de desempeño durante la práctica (35 puntos), c) lista de cotejo del reporte de la práctica (40 puntos) y d) lista de cotejo de la bitácora (15 puntos). ([ver listas de cotejo](#)). La bibliografía del reporte deberá escribirse según el comité internacional de editores de revistas médicas ([ver](#)).

### CÓMO ORGANIZAR EL ESTUDIO DEL LABORATORIO

Para que los experimentos lleguen a resultados satisfactorios y correctos, será necesario lo siguiente:

- ✓ El estudiante debe leer cuidadosamente las instrucciones del experimento antes de realizarlo.
- ✓ Debe comprender los principios fundamentales implicados en la práctica.
- ✓ Debe reflexionar sobre las relaciones que existen entre el experimento que realiza y otros principios o hechos previamente conocidos.



<b>MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DEL CURSO DE CIENCIAS FISIOLÓGICAS SEGUNDO AÑO</b>		
--	--	--

Código: M-FMED-LFIS-01	Revisión: 07	Página: 12 de 91
------------------------	--------------	------------------

Fecha de emisión: 24/10/08	Fecha de modificación: 08/08/17
----------------------------	---------------------------------

A continuación se presenta un método sencillo que puede emplearse para el logro del aprendizaje en el laboratorio:

ANTES DE LA  
PRÁCTICA

- 1) Análisis previo de los pasos de la práctica con el objeto de:
  - Buscar información relacionada al tema.
  - Organizar las tareas para disminuir del tiempo de trabajo.
  - Bosquejar por escrito el problema que plantea la práctica.
  - Establecer una o varias hipótesis de trabajo
- 2) Antes de iniciar la experiencia aclarar los detalles técnicos.

DURANTE LA  
PRÁCTICA

- 3) Registrar en la bitácora las observaciones realizadas
- 4) Al finalizar la experiencia, concretar resultados.
- 5) Escribir a manera de pregunta cualquier duda que se presente para consultar al maestro y/o revisión

DESPUÉS DE LA  
PRÁCTICA

- 6) Analizar e interpretar los resultados.
- 7) Redactar el informe de la experiencia realizada y analizar los resultados en equipo.



**UADY**  
UNIVERSIDAD  
AUTÓNOMA  
DE YUCATÁN  
"Luz, Ciencia y Verdad"

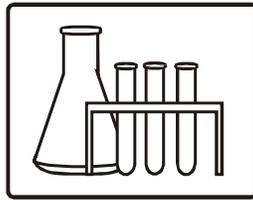
<b>MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DEL CURSO DE CIENCIAS FISIOLÓGICAS SEGUNDO AÑO</b>		
Código: M-FMED-LFIS-01	Revisión: 07	Página: 13 de 91
Fecha de emisión: 24/10/08	Fecha de modificación: 08/08/17	

# **UNIDAD I. PRINCIPIOS BÁSICOS DEL SER HUMANO.**



**UADY**  
UNIVERSIDAD  
AUTÓNOMA  
DE YUCATÁN  
"Luz, Ciencia y Verdad"

<b>MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DEL CURSO DE CIENCIAS FISIOLÓGICAS SEGUNDO AÑO</b>		
Código: M-FMED-LFIS-01	Revisión: 07	Página: 14 de 91
Fecha de emisión: 24/10/08	Fecha de modificación: 08/08/17	



## **PRÁCTICA 1.**

### **INDUCCIÓN AL LABORATORIO DE CIENCIAS FISIOLÓGICAS**

#### **INTRODUCCIÓN:**

En el estudio de las ciencias de la vida como toda ciencia natural, sólo la explicación causal posee validez objetiva.

La inducción causal constituye así la esencia del método de las ciencias biológicas; pero este proceso ha de adaptarse a la complejidad del ser vivo, por lo anterior las Ciencias Fisiológicas emplean la observación y la experimentación para alcanzar sus objetivos.

#### **OBJETIVO GENERAL**

Conocer la normatividad y las características del trabajo que se realiza en el laboratorio de Ciencias Fisiológicas

#### **OBJETIVOS PARTICULARES:**

Describir las conductas que deben seguirse en el laboratorio de Ciencias Fisiológicas.

Analizar la normatividad aplicable al trabajo en el laboratorio de Ciencias Fisiológicas

Manejar los Residuos Peligrosos Biológicos Infecciosos (RPBI) que se generan en el Laboratorio de Ciencias Fisiológicas de acuerdo a la normatividad vigente.

#### **CONOCIMIENTOS PREVIOS:**

Normas internacionales para la investigación biomédica con animales.

**NOM-062-ZOO-1999**, Especificaciones técnicas para la producción, cuidado y uso de los animales en el laboratorio.

Ley de Protección de la Fauna del Estado de Yucatán

**NOM-052-SEMARNAT-2005**, establece las características, el procedimiento de identificación, clasificación y los listados de los residuos peligrosos

**NOM-087-ECOL-SSA1-2002**. Protección ambiental-Salud Ambiental-Residuos peligrosos biológico-infecciosos- Clasificación y especificaciones de manejo

#### **NORMAS INTERNACIONALES PARA LA INVESTIGACIÓN BIOMÉDICA CON ANIMALES**

La moral en sus principios fundamentales es eterna, hacer el bien, no matar, no dañar deliberadamente, son mandatos válidos para el hombre y esto no se refiere solo a los seres humanos sino a todos los seres vivos. La ética trata de determinar lo que es el bien; se manifiesta como la ciencia de la supervivencia, une los conocimientos biológicos a los valores humanos.



<b>MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DEL CURSO DE CIENCIAS FISIOLÓGICAS SEGUNDO AÑO</b>		
Código: M-FMED-LFIS-01	Revisión: 07	Página: 15 de 91
Fecha de emisión: 24/10/08	Fecha de modificación: 08/08/17	

Diversos autores han opinado que la experimentación en los seres humanos es deseable pero no esencial y han supuesto que tales investigaciones pudieran realizarse mejor en los animales. Es de gran importancia tener en cuenta la vasta diferencia que existe entre las especies lo que hace que los datos obtenidos en una no sean un indicador confiable en otra. Es importante tener esto en cuenta para no realizar experimentos que sean irrelevantes en los animales.

Muchos científicos piensan que los estudios realizados en animales de laboratorio le brinda una aceptabilidad ética en las pruebas siguientes realizadas con seres humanos; consideran adecuado que los nuevos medicamentos y operaciones quirúrgicas se realicen primero en los animales. Sin embargo otros grupos de investigación en el mundo y las sociedades protectoras de los animales han insistido que la investigación con animales es innecesaria y cruel por lo que han cuestionado la ética existente en el uso de animales de laboratorio.

En años recientes varios países han legislado sobre el tema mencionado. Así, EUA, Inglaterra, Canadá, Japón y otros países incluido México han establecido diversas leyes que regulan la utilización de los animales en la experimentación pero no la han prohibido.

Estos esfuerzos por regular la experimentación con animales para demostrar que la lucha de los antiviviseccionistas no ha sido en vano aunque a veces han entorpecido a la ciencia. Durante los últimos años los debates entre viviseccionistas y los antiviviseccionistas se han intensificado. Ambos grupos se han acusado mutuamente de ceguera moral. Se ha hecho universal el precepto de reducir al mínimo el sufrimiento de los animales por medio de la anestesia.

En el futuro inmediato no será posible prescindir de los animales en la experimentación en el campo de la investigación biomédica por lo que es necesario que se resalte el uso humanitario de los animales y que se cumplan con los principios éticos de la experimentación de los mismos. Entre las nuevas tendencias están aquellas que aconsejan que:

- a) A los animales se les den cuidados adecuados.
- b) Que no se les cause dolor innecesario, sufrimiento, estrés o lesiones prolongadas.
- c) Que se evite la duplicación innecesaria de experimentos.
- d) Que el número de animales utilizados se reduzcan al mínimo.

En México la ley general de salud aprueba el uso de los animales en pruebas experimentales.

**NOTA.** Leer la **NOM-062-ZOO-1999**, específicamente el manejo de Ranas

### **EXPERIMENTACIÓN ANIMAL**

El método experimental ha sido aceptado como el medio más adecuado para llegar a un conocimiento científico de los procesos naturales. En este sentido, el uso de animales en la experimentación científica se ha revelado de gran utilidad para el estudio de múltiples problemas médico biológico, funciones orgánicas y efectos o propiedades biológicas de las sustancias químicas.



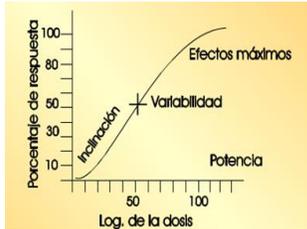
<b>MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DEL CURSO DE CIENCIAS FISIOLÓGICAS SEGUNDO AÑO</b>		
Código: M-FMED-LFIS-01	Revisión: 07	Página: 16 de 91
Fecha de emisión: 24/10/08	Fecha de modificación: 08/08/17	

En general podemos agrupar los experimentos con animales en tres tipos:

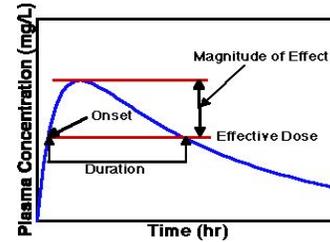
- **In vivo.** Cuando se utiliza al animal íntegro, vivo, consciente o inconsciente para registrar los cambios que ocurren en el animal como un todo.
- **In situ.** Cuando se utilizan animales conscientes o inconscientes, sometidos a cirugía para exponer, sin separar, algunos de sus órganos o tejidos en que se intenta registrar algún efecto. Habitualmente están anestesiados, desmedulados y/o descerebrados, con respiración asistida.
- **In Vitro.** Consiste en obtener de un animal, que fue sacrificado bajo efecto anestésico o sin él, un órgano o un fragmento y mantener dicho órgano en condiciones de temperatura y nutrición similares a las fisiológicas.

### **BIBLIOGRAFÍA**

1. López, C. Bioquímica y Biología Molecular. Manuales Departamentales. 1ª edición, México 1999.
2. Quezada Domínguez, Abraham. Introducción de Manejo de Animales de Laboratorio, roedores y pequeñas especies. Ediciones de la Universidad Autónoma de Yucatán. Revista del Centro de Investigaciones Regionales Dr. Hideyo Noguchi. Mérida Yucatán México 1997.
3. Slobodanka, (2000). El uso de animales en la Investigación Biomédica. Revista de divulgación y tecnología de la Asociación y ciencia Hoy.



## PRÁCTICA 4. ANÁLISIS DE LOS DATOS Y GRÁFICOS EN LA FARMACOCINÉTICA Y FARMACOMETRÍA



**OBJETIVO GENERAL.** Analizar gráficamente los principales procesos de la acción farmacológica que se lleva a cabo en el organismo humano y sirven de base a la terapéutica medicamentosa.

### OBJETIVOS PARTICULARES.

1. Comprender los procedimientos realizados para el estudio de la farmacocinética y la farmacometría.
2. Realizar el análisis gráfico de concentración plasmática vs. tiempo y de dosis administrada vs intensidad del efecto.
3. Realizar el análisis gráfico para obtener los datos de período de latencia, vida media plasmática, dosis efectiva media margen de seguridad e índice terapéutico.
4. Correlacionar los procesos farmacológicos con la terapéutica medicamentosa.

### CONOCIMIENTOS PREVIOS.

Etapas de la acción farmacológica.

Graficado en papel milimétrico y semilogarítmico.

Conceptos de farmacometría y farmacocinética.

Análisis e interpretación de gráficos.

### MATERIAL Y/O EQUIPO

Papel milimétrico de escala aritmética y semilogarítmica de tres ciclos (5 hojas de cada una por mesa de trabajo).

Regla

Lápiz y borrador.

### PROCEDIMIENTOS:

Análisis de la metodología experimental para los estudios farmacocinéticos.

Análisis de la metodología experimental para los estudios farmacométricos.

Manejo de los datos experimentales farmacológicos



## EXPERIMENTOS

### Experimento 1.

Con el fin de probar un nuevo fármaco en su capacidad de ser un sedante hipnótico (Fármaco A) se realizará la comparación con una benzodiazepina con actividad sedante hipnótica y ya comercializada (Fármaco B), se utilizará como método de estudio el test para “evaluar la capacidad de potenciación del tiempo de sueño inducido por el barbitúrico hexobarbital en el ratón”.

Una vez realizado el ensayo, los resultados obtenidos indicados como parejas de valores **dosis-tiempo de sueño**, han sido los siguientes:

Fármaco A en estudio

Fármaco B ya comercializado

dosis mg/kg	Sueño T en seg.
100	6
120	10
140	14
260	36
520	60
900	78
950	80
1000	80

dosis mg/kg	Sueño T en seg.
11	16
15	20
30	42
50	58
100	80
120	82
140	82

## ACTIVIDADES

1. Representar gráficamente las correspondientes curvas dosis-respuesta en papel milimétrico en escala aritmética y semilogarítmica ([ver guía](#)) así como y responder a las siguientes preguntas:
  - a.- ¿Cuál es la dosis eficaz cincuenta ( $DE_{50}$ ) para cada uno de los compuestos ensayados?
  - b.- ¿Actúan ambos fármacos sobre el mismo o distintos receptores? Razonar la respuesta.
  - c.- ¿Cuál de los dos fármacos es más potente? y ¿cuál presenta mayor afinidad por el receptor? e indicar ¿por qué?



## Experimento 2.

Se pretende estudiar la relación estructura-actividad para una serie de agonistas, todos ellos compuestos de amonio cuaternario (**A**: acetilcolina, **B**: bromuro de tetrametilamonio; **C**: bromuro de N-pentiltrimetilamonio; **D**: bromuro de N-heptiltrimetilamonio), para conocer la actividad y la relación molar equipotente (equimolar) de cada uno de estos compuestos en relación a acetilcolina.

Se ensayan las cuatro moléculas utilizando la preparación de intestino (íleon) de ratón, observando así el grado de contracción que ejercen sobre esta preparación de músculo liso a distintas concentraciones obteniendo para cada uno de los cuatro agonistas las siguientes parejas de valores:

### ACETILCOLINA

CONCENTRACIÓN (nM)	25	50	100	200	300	400	500
CONTRACCIÓN (mg)	2	4	6	8,5	9,5	9,8	9,8

### COMPUESTO B

CONCENTRACIÓN (nM)	100	400	1000	1500
CONTRACCIÓN (mg)	2	6,2	9	9

### COMPUESTO C

CONCENTRACIÓN (nM)	300	1000	3000	4000
CONTRACCIÓN (mg)	1,3	5,5	9	9

### COMPUESTO D

CONCENTRACIÓN (nM)	1000	3000	8000	10,000
CONTRACCIÓN (mg)	1	5	8,5	8,5

## ACTIVIDADES

1. Representar las correspondientes curvas dosis-efecto utilizando papel milimétrico escala aritmética semilogarítmica.
2. Obtener el valor de la DE<sub>50</sub> correspondientes para cada compuesto.  
Indicar además el orden de potencia relativa para los cuatro compuestos
3. ¿Cuál es el argumento que se podría esgrimir para decidir si los cuatro compuestos actúan sobre el mismo receptor muscarínico o actúan sobre distintos receptores?



### Experimento 3.

Se han ensayado dos compuestos, acetilcolina y atropina, sobre la contractilidad del íleon de ratón. Los valores obtenidos utilizando el agonista sólo, o el agonista en presencia de una concentración 2.3 nM de antagonista, son los siguientes:

AGONISTA SOLO		AGONISTA EN PRESENCIA DE ANTAGONISTA	
[Acetilcolina] $\mu\text{M}$	Contracción, mg de tensión	[Acetilcolina] $\mu\text{M}$	Contracción, mg de tensión
0.16	2	1.90	1
0.18	6	2.10	4
0.22	14	2.60	16
0.29	30	5.80	54
0.56	60	9.00	79
1.10	90	12.00	94
1.30	98	13.00	99
1.50	99	15.00	99
1.80	99	-----	-----

### ACTIVIDADES

1. Representar gráficamente los valores obtenidos en papel milimétrico en escala aritmética y semilogarítmica.
2. Indicar de acuerdo a la gráfica que elaboraste ¿qué tipo de antagonismo es el que se observa?
3. Señalar qué puntos de las sigmoideas deberían estar en línea recta.

### Experimento 4.

Tras la administración i.v. de 300 mg del antiepiléptico fenitoína, se monitorizan las concentraciones plasmáticas a distintos tiempos, obteniéndose las siguientes parejas de valores correspondientes a tiempo (horas) y concentración plasmática ( $\mu\text{g/ml}$ ), respectivamente:



**MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DEL CURSO DE CIENCIAS FISIOLÓGICAS SEGUNDO AÑO**

Código: M-FMED-LFIS-01

Revisión: 07

Página: 21 de 91

Fecha de emisión: 24/10/08

Fecha de modificación: 08/08/17

Tiempo (hrs)	Cp (ug/ml)
5	4.70
10	3.65
20	2.40
30	1.45
40	0.93
50	0.65

**ACTIVIDADES**

- 1.- Elabora las gráfica de los datos anteriores en papel milimétrico en escala aritmética y semilogarítmica,
- 2.- Determinar el orden de la cinética de los datos analizados.
- 3.-Determinar la  $k_e$ ,  $T_{1/2}$ ,  $V_D$  y CLs.

**Experimento 5**

La fenitoína se administra a un paciente la dosis de 300 mg, pero ahora por vía oral, obteniendo así las siguientes parejas de valores correspondientes a tiempo (horas) y concentración plasmática ( $\mu\text{g/ml}$ ), respectivamente:

Tiempo (hrs)	Cp (ug/ml)
1	0.65
2	2.0
5	3.55
10	4.05
15	3.60
20	3.20
30	2.0
40	1.20
50	0.75

**ACTIVIDADES**

- 1.- Graficar la concentración plasmática (Cp) vs. Tiempo utilizando papel milimétrico y semilogarítmico.



**UADY**  
UNIVERSIDAD  
AUTÓNOMA  
DE YUCATÁN  
"Luz, Ciencia y Verdad"

<b>MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DEL CURSO DE CIENCIAS FISIOLÓGICAS SEGUNDO AÑO</b>		
Código: M-FMED-LFIS-01	Revisión: 07	Página: 22 de 91
Fecha de emisión: 24/10/08	Fecha de modificación: 08/08/17	

- 2.- Observar la elevación y la caída subsiguiente de la Cp con el tiempo.
- 3.- Calcular la constante de eliminación ( $K_e$ ) y el tiempo de vida media ( $T_{1/2}$ ).
- 4.- Comparar los valores obtenidos para estos dos parámetros con el resultado obtenido en el experimento anterior.

### **BIBLIOGRAFIA**

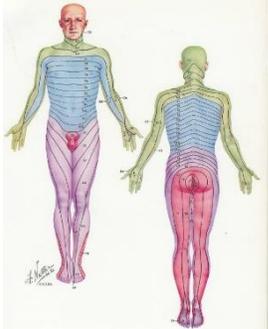
1. Farmacocinética Clínica Básica .Winter Michael .Universidad de California 2ª Ed. Ed. Díaz de Santos, SA 1998.
2. Introducción a la Farmacocinética. Carcamo Edison. Departamento de ciencias Farmacológicas. Universidad de Chile. OEA 1982.
3. Farmacología Básica y Clínica. Velázquez 18ª ed. Edit: P. Lorenzo, A. Moreno, I. Lizasoain, JC. Leza, MA. Moro y A.Portoles. Editorial Médica Panamericana, S.A. Madrid 2009.
4. Bertram G. Katzung et al. (2013).Farmacología básica y clínica. 12ª ed. Editorial McGraw Hill;



**UADY**  
UNIVERSIDAD  
AUTÓNOMA  
DE YUCATÁN  
"Luz, Ciencia y Verdad"

<b>MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DEL CURSO DE CIENCIAS FISIOLÓGICAS SEGUNDO AÑO</b>		
Código: M-FMED-LFIS-01	Revisión: 07	Página: 23 de 91
Fecha de emisión: 24/10/08	Fecha de modificación: 08/08/17	

## **UNIDAD II. NERVIOSO Y LOCOMOTOR.**



## **PRÁCTICA 5. SISTEMA SENSITIVO**

### **OBJETIVO GENERAL**

Integrar los elementos anatómicos y funcionales que participan en el sistema sensitivo, con su exploración en la práctica médica.

### **OBJETIVOS PARTICULARES:**

- 1.- Analizar las estructuras anatómicas que participan en la transmisión de señales aferentes al SNC.
- 2.- Analizar los conceptos fisiológicos que explican la transmisión de señales aferentes al SNC
- 3.- Interpretar y evaluar las respuestas obtenidas de cada uno de los procedimientos examinados (dolor, temperatura, postura, vibración, tacto ligero, tacto grueso y sensibilidad discriminativa).

### **CONOCIMIENTOS PREVIOS**

Estructura y función de la neurona.  
Tipo y clasificación de los receptores sensitivos  
Transmisión sináptica  
Vías sensitivas  
Dermatomas

### **MATERIAL BIOLÓGICO**

Voluntarios humanos.

### **MATERIAL Y/O EQUIPO**

Algodón



Dos tubos de ensayo  
Un Lápiz  
Un Compas o un clip  
Una Regla  
Diapasón

### **PROCEDIMIENTOS**

Instrucciones generales:

1. Antes de realizar cualquiera de las pruebas de exploración, se le debe indicar al paciente qué procedimientos se le va a efectuar y qué respuesta espera. Salvo especificación contraria, durante la exploración el paciente debe cerrar los ojos.
2. Compare las zonas simétricas a ambos lados del cuerpo, incluidos los miembros superiores, los miembros inferiores y el tronco.
3. Cuando explore la sensibilidad dolorosa, térmica y táctil, compare las zonas distales de los miembros con las proximales. Así mismo, disperse los estímulos para evaluar la mayor parte de los dermatomas y los nervios periféricos principales.

Un plan de exploración sugerido es:

- a) Los dos hombros (C4).
  - b) Caras internas y externas de los antebrazos (C6 y T1).
  - c) Los pulgares y los dedos meñiques (C6 y C8).
  - d) Las caras anteriores de ambos muslos (L2 y L3).
  - e) Las caras medial y lateral de las dos pantorrillas (L4 y L5)
  - f) Los dedos pequeños ambos pies (S1).
4. Cuando explore la sensibilidad vibratoria y postural, empiece por los dedos de las manos y de los pies. Si la sensibilidad es normal, puede asumir que la sensibilidad de las zonas más proximales también lo será.
  5. Modifique el ritmo de la exploración. Es importante para que el paciente no responda meramente a una pauta repetitiva.
  6. Cuando detecte una zona de pérdida sensitiva o hipersensibilidad, delimite su contorno con detalle.

Para evaluar el sistema sensitivo es necesario explorar varios tipos de sensibilidad:

1. Dolor
2. Temperatura
3. Postura
4. Vibración.
5. Tacto ligero
6. Sensibilidad discriminativa

<b>SENSACIÓN</b>	<b>PROCEDIMIENTO</b>
------------------	----------------------



**MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DEL CURSO DE CIENCIAS FISIOLÓGICAS SEGUNDO AÑO**

Código: M-FMED-LFIS-01

Revisión: 07

Página: 26 de 91

Fecha de emisión: 24/10/08

Fecha de modificación: 08/08/17

Dolor.	Utilice la punta de un lápiz o cualquier otro objeto con punta. De manera ocasional puede sustituir la punta por el extremo romo. Pregunte al paciente: ¿nota un objeto punzante o romo? O, si está comparando ¿nota lo mismo que ahora? Aplique la presión más ligera que se necesite para el estímulo punzante y procure que no salga sangre.
Temperatura.	Esta prueba suele omitirse si la sensibilidad al dolor es normal, pero se incluye en caso de deficiencias sensitivas. Utilice dos tubos de ensayo uno lleno de agua caliente y otro de agua fría. Toque la piel y pregunte al paciente si nota frío o caliente.
Postura (Localización en el espacio).	Se mantiene al sujeto en observación con los ojos cerrados y sus brazos semiextendidos. Se le indica juntar los dedos índices de manera que se toque las yemas. En caso de no coincidir las yemas de los dedos, indique al sujeto que repita dichos movimientos con los ojos abiertos. Seguidamente, se le indica al sujeto en estudio que cierre los ojos y repita la prueba. Compruebe si el entrenamiento por repetición mejora el resultado.
Vibración.	Utilice un diapasón, percútalos sobre el talón de la mano y apóyelo con fuerza en la articulación interfalángica distal de un dedo de la mano y luego en la del dedo gordo del pie. Pregunte al paciente qué nota. Si Usted no está seguro de si se trata de presión o de vibración, pida al paciente que le avise cuando la vibración desaparezca y luego toque el diapasón para pararlo.
Tacto superficial	Con un poco de algodón fino, toque ligeramente la piel evitando presionar, pida al paciente que le avise cada vez que perciba que usted le toca y que compare lo que siente en un lado con lo que siente en el otro. La piel con callosidades es insensible y debe evitarse.
<b>Sensibilidad discriminatoria</b>	
Estereognosia	Coloque en la mano del paciente un objeto conocido y pregúntele qué es. Normalmente lo identificará de manera correcta en 5 segundos.
Grafestesia	Con el extremo romo de un polígrafo o de un lápiz trace un número grande en la palma de la mano del paciente. Una persona normal puede identificar la mayoría de los números.
Discriminación de dos puntos.	Con los dos extremos de un clip abierto, o con un compás, toque al mismo tiempo en dos lugares de la yema del dedo. Alterne el doble estímulo de manera irregular con un solo, procure no causar dolor. Mida cual es la separación mínima de las puntas del clip o compás con la que el sujeto en estudio percibe dos estímulos aislados diferentes en las distintas partes examinadas (normalmente menos de



**UADY**  
UNIVERSIDAD  
AUTÓNOMA  
DE YUCATÁN  
"Luz, Ciencia y Verdad"

<b>MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DEL CURSO DE CIENCIAS FISIOLÓGICAS SEGUNDO AÑO</b>		
Código: M-FMED-LFIS-01	Revisión: 07	Página: 27 de 91
Fecha de emisión: 24/10/08	Fecha de modificación: 08/08/17	

5 mm en la yema de los dedos). Se sugiere iniciar con aberturas de 0.5 cm., e ir incrementando en 0.5 cm. en cada ocasión.
--

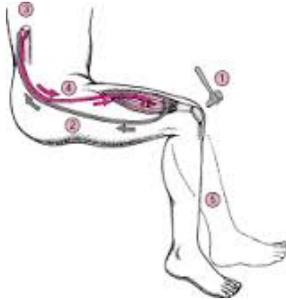
## BIBLIOGRAFÍA

1. Hall J.E. Guyton y Hall. (2011) Tratado de Fisiología Médica. 12ª ed. España: Editorial Elsevier;
2. Kim Barret (2013). Fisiología Médica de Ganong 24ª ed. Mc Graw Hill
- 3 Tresguerres, J.A.F (2010). Fisiología Humana. 4ª ed. Editorial Mc Graw-Hill-interamericana
4. Purves Dale., Neurociencia. 3ª edición 2007. Editorial Médica Panamericano
5. Bickley L.S., Szilagyi P.G. (2013) Bates. Guía de exploración física e historia clínica. 11ª ed. España. Editorial Lippincott Williams and Wilkins.



**UADY**  
UNIVERSIDAD  
AUTÓNOMA  
DE YUCATÁN  
"Luz, Ciencia y Verdad"

<b>MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DEL CURSO DE CIENCIAS FISIOLÓGICAS SEGUNDO AÑO</b>		
Código: M-FMED-LFIS-01	Revisión: 07	Página: 28 de 91
Fecha de emisión: 24/10/08	Fecha de modificación: 08/08/17	



## **PRÁCTICA 6. REFLEJOS EN EL SER HUMANO.**

### **OBJETIVO GENERAL**

Integrar los elementos anatómicos y fisiológicos que median algunos de los reflejos en el ser humano, con aplicación en la práctica médica.

### **OBJETIVOS PARTICULARES:** El alumno:

- 1.- Correlacionar los conceptos anatómicos y fisiológicos de cada uno de los reflejos realizados, correspondientes al examen neurológico.
- 2.- Interpretar la respuesta obtenida de cada reflejo estudiado y proceso estudiado.

### **CONOCIMIENTOS PREVIOS**

Estructura y función de la neurona.  
Transmisión sináptica.  
Fisiología de receptores.  
Arco reflejo.  
Reflejos mono y poli sináptico.  
Técnicas propedéuticas de la medición de reflejos.

### **MATERIAL BIOLÓGICO:**

Voluntarios humanos.

### **MATERIAL Y/O EQUIPO**

Fuente de luz  
Martillo de reflejos  
Abate lenguas  
Algodón.  
Hisopos.  
Canapé



**MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DEL CURSO DE CIENCIAS FISIOLÓGICAS SEGUNDO AÑO**

Código: M-FMED-LFIS-01

Revisión: 07

Página: 29 de 91

Fecha de emisión: 24/10/08

Fecha de modificación: 08/08/17

**PROCEDIMIENTOS**

Realiza los procedimientos y toma nota del nombre del reflejo correspondiente y tus observaciones.

REFLEJO	PROCEDIMIENTO
<b>Reflejos oculares</b>	
Fotomotor	Antes de encender la lámpara, en condiciones adecuadas de iluminación, registre la forma y el diámetro de ambas pupilas. Utilice la lámpara de mano para que la luz incida de forma lateral sobre la pupila del lado a explorar. Observe la respuesta pupilar <b>ipsilateral</b> .
Consensual	Del mismo modo que el anterior, observando esta vez la pupila contralateral. Es importante que la luz no incida sobre la pupila contralateral, ahora ilumine un ojo y observe la respuesta pupilar <b>contralateral</b> .
de acomodación	Se coloca un dedo a unos 50-60 cm del paciente y se le pide que se fije en el dedo del observador al acercarlo a la cara se produce contracción de la pupila, que se acompaña de convergencia de los ojos
Corneal	Con un hisopo limpio de algodón, se pide al sujeto que mire hacia el frente, y con suavidad se acerca la punta del hisopo para tocar la parte lateral de la córnea y se registra la respuesta palpebral.
<b>Reflejos osteotendinosos de la porción cefálica</b>	
Reflejos del orbicular de los párpados a) Superciliar b) Nasopalpebral	Percutiendo la arcada superciliar o la raíz de la nariz estando el enfermo con los párpados entornados, se produce la contracción del orbicular de los párpados y por lo tanto, la oclusión palpebral bilateral (aunque se percute de un solo lado) Es recomendable realizarlos con los ojos cerrados, para que la persona no vea el martillo percutor, evitando que la contracción se produzca como reflejo de amenaza y no por la percusión.
Maseterino	El sujeto permanece con la boca entreabierta y en esa posición se percute con el martillo directamente el mentón o se coloca el índice de la mano izquierda transversalmente debajo del labio inferior. También se puede introducir un depresor de lengua en la boca, apoyándose en la arcada dentaria inferior y percudir sobre él. La respuesta es la elevación de la mandíbula
<b>Reflejos osteotendinosos de miembros superiores</b>	
Bicipital	Hay que flexionar parcialmente el codo, con la palma de la mano hacia abajo, Apoye su dedo pulgar o índice sobre el tendón bicipital. Golpee con el martillo de reflejos para que incida directamente en su dedo sobre



**MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DEL CURSO DE CIENCIAS FISIOLÓGICAS SEGUNDO AÑO**

Código: M-FMED-LFIS-01

Revisión: 07

Página: 30 de 91

Fecha de emisión: 24/10/08

Fecha de modificación: 08/08/17

	el tendón (con el extremo más delgado del martillo). Observe la contracción del bíceps y la flexión del codo
Tricipital	El paciente puede estar sentado o en decúbito supino. Flexione el codo, con la palma dirigida hacia el cuerpo, y atraígalo ligeramente hacia el tórax. Golpee el tendón tricipital por encima del codo, (con el extremo más delgado del martillo), observe la contracción del tríceps y la extensión del codo.
Braquiorradial o reflejo del supinador largo	El paciente debe tener la mano apoyada sobre el abdomen o el regazo con el antebrazo parcialmente pronado. Golpee con el extremo plano del martillo de reflejos, entre 2.5 cm a 5 cm de la muñeca. Vigile la flexión y la supinación del antebrazo. La respuesta principal es la flexión del antebrazo; la respuesta accesoria es una ligera supinación y flexión de los dedos.

REFLEJO	PROCEDIMIENTO
<b>Reflejos cutáneos abdominales</b>	La persona debe estar en decúbito dorsal y con sus miembros inferiores ligeramente flexionados. Se estimula rozando la piel del abdomen con una llave, el extremo de un hisopo o un depresor lingual doblado y partido longitudinalmente en cada lado del abdomen por encima y por debajo del ombligo. Observe la contracción de los músculos abdominales y la desviación del ombligo hacia el estímulo. La obesidad puede enmascarar el reflejo abdominal, en ese caso, utilice el dedo para retraer el ombligo del paciente hacia el lado contrario al estímulo. Perciba la contracción muscular con el dedo que retrae el ombligo.
a) Cutáneo abdominal superior	Se examina estimulando suave, rápidamente, de dentro afuera o de afuera adentro, la pared abdominal siguiendo una línea paralela al reborde costal.
b) Cutáneo abdominal medio	Se examina estimulando en forma horizontal la pared abdominal, partiendo del ombligo (es decir, de dentro afuera) o de fuera adentro (llegando al ombligo).
c) Cutáneo abdominal inferior	Se examina estimulando la pared abdominal, sobre una línea paralela, por encima de la línea inguinal (puede ser de dentro afuera o de fuera adentro).
<b>Reflejos osteotendinosos de miembros inferiores</b>	
Patelar o rotuliano	El paciente puede estar sentado o recostado, siempre que flexione la rodilla. Percuta rápidamente el tendón rotuliano, justo por debajo



**MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DEL CURSO DE CIENCIAS FISIOLÓGICAS SEGUNDO AÑO**

Código: M-FMED-LFIS-01

Revisión: 07

Página: 31 de 91

Fecha de emisión: 24/10/08

Fecha de modificación: 08/08/17

	de la rótula (con el extremo más delgado del martillo). Observe la contracción del cuádriceps con extensión de la rodilla.
Aguíleo	Sujeto puesto de rodillas sobre la cama o una silla, pies fuera del borde: se lleva ligeramente hacia delante la planta del pie y se percute sobre el tendón de Aquiles (con extremo plano del martillo). Observe la flexión plantar del tobillo.
<b>Reflejos cutáneos plantares</b>	
Respuesta plantar flexora	Con un objeto, como una llave, recorra la cara lateral de la planta del pie desde el talón hasta el arco anterior del pie, trazando una curva medial por el arco anterior. Aplique el estímulo más suave que produzca respuesta, pero utilice cada vez más fuerza si es necesario. Observe la flexión plantar de los dedos del pie.
Respuesta plantar extensora	En ciertas condiciones, en lugar de producirse la flexión de los dedos del pie, se produce la extensión del dedo gordo y la flexión de los demás, o bien estos se abren en abanico.  Este fenómeno constituye el signo de Babinski. La respuesta de Babinski es normal en los niños en los primeros años de la vida (1 y 2 años) cuando aún la vía piramidal no se ha mielinizado.

Guía de estudio:

1. Hacer un esquema del reflejo rotuliano o patelar.
2. Escribe en los espacios vacíos de la tabla de abajo la vía aferente, centro integrador (específica a que nivel) y vía eferente de los reflejos explorados
3. Escribe en los espacios vacíos de la tabla de abajo, la vía aferente, centro integrador y vía aferente de los reflejos explorados.
4. ¿Cuál es el número mínimo de neuronas para las respuestas reflejas en el ser humano
5. ¿Por qué los reflejos pueden ser modificados por la corteza cerebral?



**MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DEL CURSO DE CIENCIAS FISIOLÓGICAS SEGUNDO AÑO**

Código: M-FMED-LFIS-01

Revisión: 07

Página: 32 de 91

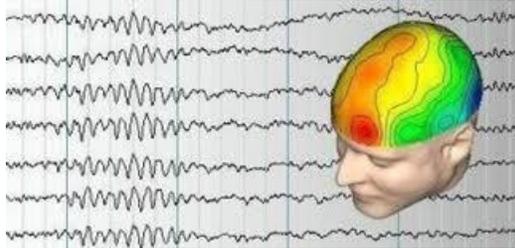
Fecha de emisión: 24/10/08

Fecha de modificación: 08/08/17

Reflejo	Vía aferente	Centro integrador	Vía eferente
Fotomotor			
Consensual			
Acomodación			
Corneal			
Maseterino			
Bicipital			
Tricipital			
Braquiorradial			
Cutáneos abd. Sup.			
Cutáneos abd. Med.			
Cutáneos abd. Inf.			
Patelar			
Aquiliano			
Respuesta plantar flexora			
Respuesta plantar extensora			

### **BIBLIOGRAFÍA**

1. Hall J.E. Guyton y Hall. (2011) Tratado de Fisiología Médica. 12ª ed. España: Editorial Elsevier;
2. Kim Barret (2013). Fisiología Médica de Ganong 24ª ed. Mc Graw Hill
- 3 Tresguerres, J.A.F (2010). Fisiología Humana. 4ª ed. Editorial Mc Graw-Hill-interamericana
4. Purves Dale., Neurociencia. 3ª edición 2007. Editorial Médica Panamericano
5. Bickley L.S., Szilagy P.G. (2013) Bates. Guía de exploración física e historia clínica. 11ª ed. España. Editorial Lippincott Williams and Wilkins.



## **PRÁCTICA 8. ELECTROENCEFALOGRAMA**

### **INTRODUCCION.**

El electroencefalograma (EEG) es una exploración neurofisiológica de la actividad bioeléctrica cerebral de distintas poblaciones neuronales, cuyo principio general es el registro de potencial de campo, que es la suma de los potenciales postsinápticos (PPS) en un medio que funciona como conductor de volumen. El EEG es de utilidad clínica dado que nos da una aproximación del funcionamiento cerebral en tiempo real.

El tejido nervioso presenta como una de sus funciones básicas la capacidad de generar potenciales eléctricos que son la base de la excitabilidad del organismo. Para comprender la forma en que se generan estos potenciales es preciso un conocimiento de la estructura y las conexiones de aquellas partes del cerebro que los originan. En rigor, todo el sistema nervioso posee capacidad electrogénica. Sin embargo, para los propósitos del EEG bastará con considerar la corteza cerebral y las regiones directamente relacionadas con ella.

Los principales responsables de las ondas registradas en el EEG son los PPS procedentes de las neuronas piramidales orientadas verticalmente en la corteza cerebral, debido a que afectan a una superficie más extensa de membrana y tienen mayor duración, haciendo posible su suma tanto a nivel temporal como espacial. El EEG puede registrar las diferencias de potencial que se producen entre 2 electrodos colocados sobre la piel del cuero cabelludo, y en este caso se habla de *registro bipolar*, o puede ser el resultado del registro de la diferencia de potencial entre un electrodo colocado en la superficie del cuero cabelludo y un electrodo neutro colocado sobre otra región del cuerpo (por ejemplo, las orejas), tratándose en este caso de un *registro monopolar*.

### **OBJETIVOS GENERAL.**

Efectuar e identificar las ondas cerebrales normales en un voluntario a través de la realización de un electroencefalograma

### **OBJETIVOS PARTICULARES.**

El alumno: Realizará un registro de la actividad eléctrica cerebral en un voluntario siguiendo los pasos descritos en la práctica, describir las técnicas para el registro del electroencefalograma, identificará en un electroencefalograma las distintas ondas cerebrales y las características de los distintos ritmos cerebrales.



### **CONOCIMIENTOS PREVIOS**

Potencial de membrana,  
Potencial de acción  
Potenciales postsinápticos  
Actividad eléctrica cerebral  
Potencial de campo,  
Dipolo eléctrico,  
Conductor de volumen,  
Derivación monopolar y bipolar,  
Sistema internacional 10-20.

### **MATERIAL BIOLÓGICO**

Voluntario sano

### **MATERIAL Y/O EQUIPO**

Electroencefalógrafo  
Electrodos y cables para EEG  
Pasta electrolítica.  
Alcohol y algodón al 70 %  
Torundero  
Canapé

### **PROCEDIMIENTO.**

Se coloca un par de electrodos sobre la superficie del cuero cabelludo teniendo cuidado de limpiar previamente la región. Se calibra el electroencefalógrafo.

Se registra un EEG durante 15 segundos de un sujeto en reposo y con los ojos cerrados sin moverlos, se medirán las ondas de los trazos para detectar la presencia de los ritmos básicos del EEG. El sistema internacional de posicionamiento de los electrodos superficiales «Diez-Veinte» es el más utilizado en el momento actual para el registro del EEG. Como regla general, los electrodos del lado izquierdo llevan numeración impar mientras que los del lado derecho la llevan par. Los electrodos de la línea media reciben el subíndice «z» (por «zero», cero en inglés).

Maniobras de activación: Están diseñadas para poner de manifiesto alteraciones latentes.

1. Apertura y cierre de ojos: Se registra el EEG, pidiéndole al sujeto experimental que alterne entre estos 2 estados con un periodo de duración aproximada de 10 segundos cada uno, con 4 repeticiones que se realizan luego de la toma inicial de EEG en reposo con ojos cerrados. Se analizaran los resultados y se confrontaran con los obtenidos en el primer registro
2. Hiperventilación: Comienza el registro del EEG pidiéndole al sujeto que hiperventile durante 3 minutos.



**UADY**  
UNIVERSIDAD  
AUTÓNOMA  
DE YUCATÁN  
"Luz, Ciencia y Verdad"

<b>MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DEL CURSO DE CIENCIAS FISIOLÓGICAS SEGUNDO AÑO</b>		
Código: M-FMED-LFIS-01	Revisión: 07	Página: 35 de 91
Fecha de emisión: 24/10/08	Fecha de modificación: 08/08/17	

3. Fotoestimulación: Se reduce la iluminación del laboratorio y se registra el EEG en el sujeto experimental con la proyección simultánea de estímulos luminosos desde un estroboscopio o un estimulador fótico a una distancia de 30 a 50 cm con frecuencia de 8 – 15 Hz.

**Bibliografía:**

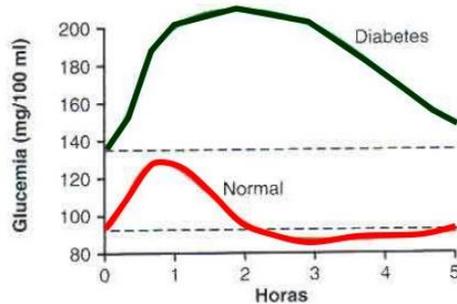
1. Franco Salazar Guillermo. Manual de ECG y EEG. El Manual Moderno. 2007.
2. Guyton y Hall, Tratado de Fisiología Médica. 12<sup>a</sup> Ed. Elsevier Saunders. 2011.
3. Fisiología Médica, William F. Ganong 20<sup>a</sup> ed. 2005. Editorial Manual Moderno
4. Fisiología Humana, J. A. F. Tresguerres 3<sup>a</sup> ed. 2005 editorial Mc. Graw Hill Interamericana



**UADY**  
UNIVERSIDAD  
AUTÓNOMA  
DE YUCATÁN  
"Luz, Ciencia y Verdad"

<b>MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DEL CURSO DE CIENCIAS FISIOLÓGICAS SEGUNDO AÑO</b>		
Código: M-FMED-LFIS-01	Revisión: 07	Página: 36 de 91
Fecha de emisión: 24/10/08	Fecha de modificación: 08/08/17	

## **UNIDAD III. ENDOCRINO E INMUNOLOGÍA.**



## PRÁCTICA 10. CURVA DE TOLERANCIA A LA GLUCOSA

### OBJETIVO GENERAL

Interpretación de una curva de tolerancia a la glucosa

### OBJETIVOS PARTICULARES

Determinar niveles de glucosa capilar en ayuno (tiempo cero)

Cuantificar los niveles de glucosa capilar a los 30, 60, 90 y 120 minutos después de la ingesta de 300 ml de solución glucosada al 25 %.

### CONOCIMIENTOS PREVIOS

#### Curva de tolerancia a la glucosa

Mecanismo de secreción de la insulina

Factores que regulan la secreción de insulina

Mecanismo de acción de la insulina

Efectos de la insulina

Uso de glucómetro free Style

### MATERIAL BIOLÓGICO

Sangre de voluntario humano

### MATERIAL Y/O EQUIPO

Algodón

Alcohol al 70 %

Torundero

Lancetas

Porta-lancetas

Glucómetro

Tiras reactivas

Vasos de precipitados con capacidad de 500 ml

Jarra con capacidad de 2 litros



## REACTIVOS Y/O FÁRMACOS

Solución glucosada al 25 % (75 g disueltos en 300 ml de agua)

## INDICACIONES

Realice la curva de tolerancia a la glucosa en por lo menos un voluntario por mesa de trabajo con el fin de comparar resultados.

Estos sujetos deberán tener un ayuno mínimo de 8 horas. Como se explica en los criterios diagnósticos, los valores de glucosa necesarios para hacer el diagnóstico son el valor en ayuno (basal) y el valor a las dos horas. En la práctica clínica, éstas no son las únicas mediciones que se hacen en la curva de tolerancia a la glucosa, además de que la determinación de glucosa se realiza en sangre obtenida a través de una punción venosa; sin embargo, para fines didácticos, en esta práctica además de la determinación basal de glucemia capilar, se hacen mediciones con intervalo de 30 minutos para observar cómo se modifica el valor de la glucemia en el lapso de dos horas.

## PROCEDIMIENTO:

### Preparación del dispositivo para la punción

1. Extraiga el tapón del dispositivo y colóquelo en un lugar seguro.
2. Introduzca la lanceta con firmeza dentro del porta-lancetas.
3. Con una mano, sujete la lanceta con firmeza en su lugar y con la otra mano retire el disco protector dándole dos vueltas para asegurarse de que se desprenda de la lanceta.
4. Vuelva a colocar el tapón, hasta que cierre o quede en su lugar haciendo un clic. Tenga cuidado de no tocar la aguja expuesta en la lanceta.
5. Seleccione el nivel de punción, el dispositivo ofrece cuatro niveles distintos. El nivel 1 es el de menos profundidad y el nivel 4 es el de mayor profundidad.
6. Prepare el dispositivo deslizando el control de expulsión (disparador) hacia atrás hasta que se escuche un clic (ahora está listo para una prueba de glucosa en sangre).

### Uso del dispositivo de punción

1. Lavarse las manos con agua y jabón.
2. Seleccione el dedo en que se va a realizar la punción, límpielo con una torunda empapada en alcohol y espere a que se seque.
3. Seleccione un área lateral distal en uno de los dedos para realizar la punción y puncione para cada toma un dedo.
4. Coloque el dispositivo haciendo contacto firmemente con el dedo en el sitio de la punción. Para facilitar el contacto puede sujetar el dedo a puncionar con una mano y el dispositivo con la otra.
5. Oprima el botón de disparo y retire el dispositivo colocándolo en un lugar seguro.
6. Apriete el dedo suavemente, si es necesario, hasta que se forme una gota de sangre de tamaño de una cabeza de alfiler.



7. Para aumentar el flujo sanguíneo a la yema de los dedos, masajee la mano desde la muñeca hacia los dedos dos o tres veces sin tocar el sitio de punción.

### **Preparación del glucómetro para la determinación capilar de glucosa:**

1. Extraiga la tira de prueba del tubo.
2. Introduzca la tira de prueba para encender el medidor.  
Nota: El medidor se apaga después de 2 minutos de inactividad. Para reiniciar el medidor, extraiga la tira de prueba sin usar y vuelva a introducirla.
3. Confirme que se vea la pantalla de verificación del sistema (apretando el botón "m")
4. Obtenga una gota de sangre (la tira de muestra solo necesita una muestra de sangre de 0.3 microlitros para dar resultados exactos).
5. Aplique la sangre y **manténgala** en contacto con el área de la muestra de la tira de prueba hasta que: vea unas rayas que se mueven en la pantalla en el sentido de las agujas del reloj u oiga una señal sonora. (Esto indica que la tira de prueba contiene suficiente sangre y que el medidor está analizando su nivel de glucosa. Si no aparece una raya después de 5 segundos, es posible que la muestra sea demasiado pequeña. Puede agregar sangre en el mismo lado antes de que transcurran 60 segundos.
6. El resultado aparece en la pantalla cuando se completa la prueba. El tiempo que el medidor tarda en mostrar un resultado depende del nivel de glucosa en sangre, si el nivel de glucosa es alto, necesita más tiempo.
7. Al tener la lectura extraiga la tira de prueba para apagar el medidor, está se colocará en la bolsa roja de RPBI

### **Cómo extraer la lanceta**

1. Cuando haya finalizado la prueba, extraiga la lanceta del dispositivo para lancetas.
2. Apriete el clip blanco que sujeta la lanceta hasta que ésta caiga.
3. Desechar la lanceta en el bote de RPBI para punzocortantes.
4. Después de manipular el medidor, el dispositivo de punción o las tiras de prueba, lávese bien las manos con agua y jabón.

### **Toma de muestras para la realización de la Curva de tolerancia a la glucosa**

1. Realizar la primera determinación de glucosa en ayuno, corresponde a valor basal.
2. Indique al sujeto que ingiera 300 ml de solución glucosada al 25 % (se le puede agregar limón al gusto para dar mejor sabor a la solución y facilitar su ingesta) en un tiempo no mayor de 5 minutos, en este momento empieza a contar el tiempo
3. Realice de nuevo determinaciones a los 30, 60, 90 y 120 minutos; para elaborar una gráfica con los resultados obtenidos.



### Guía de estudio:

1. Explique la razón del incremento y el posterior decremento de los valores de glucemia en la curva de tolerancia a la glucosa y porque en un paciente muy nervioso puede haber valores muy elevados.
2. Mencione el efecto de cada una de las siguientes hormonas sobre el valor de la glucemia y explique cómo se produce dicho efecto.

Insulina:

Adrenalina:

Glucagón:

Hormona del crecimiento:

Cortisol:

Conteste las siguientes preguntas

1. ¿Qué mecanismos de transporte utiliza la glucosa para entrar en las células?  
R =
2. Describa y explique los efectos que produce la insulina en el hígado  
R=
3. Describa y explique el efecto de la insulina en el metabolismo de las proteínas  
R=
4. Los signos característicos del paciente diabético son polidipsia, polifagia y poliuria. Explique el mecanismo que los produce.  
R=
5. Una de las complicaciones de la diabetes mellitus, principalmente la de tipo I, es la cetoacidosis diabética. Explique el mecanismo que la produce  
R=

### BIBLIOGRAFÍA

1. Hall J.E. Guyton y Hall. (2011) Tratado de Fisiología Médica. 12ª ed. España: Editorial Elsevier;
2. Kim Barret (2013). Fisiología Médica de Ganong 24ª ed. Mc Graw Hill.
3. Bertram G. Katzung et al. (2013).Farmacología básica y clínica. 12ª ed. Editorial Mc Graw Hill;



## **PRÁCTICA 11. VARIACIONES CÍCLICAS DE LA TEMPERATURA CORPORAL Y DETERMINACIÓN DE GONADOTROPINAS CORIÓNICA HUMANA. (PRUEBA DEL EMBARAZO)**

### **Primera etapa**

#### **OBJETIVO GENERAL**

Analizar las variaciones en la temperatura corporal entre los hombres y mujeres así mismo y se analizará la presencia de gonadotropina coriónica humana en la orina.

#### **OBJETIVOS PARTICULARES.**

1. Determinar en hombres y mujeres las variaciones de temperatura que se presentan normalmente durante las actividades diarias
2. Determinar en hombres y mujeres las variaciones de temperatura que se presentan normalmente en un período no menor de 60 días.
3. Analizar las diferencias de las variaciones de temperatura entre hombres y mujeres.
4. Comparar la presencia de gonadotropina coriónica humana en muestras de orina humana.

#### **CONOCIMIENTOS PREVIOS.**

Metabolismo basal  
Temperatura basal  
Temperatura normal del cuerpo  
Mecanismos que regulan la temperatura  
Indicadores de la ovulación  
Fisiología del ciclo reproductor de la mujer  
Cambios hormonales durante el embarazo

#### **MATERIAL BIOLÓGICO**

Orina de mujer embarazada  
Orina de mujer no embarazada  
Orina de hombre

#### **MATERIA Y/O EQUIPO**

Termómetro clínico.  
Papel milimétrico escala aritmética  
Calculadora  
Lápiz y borrador





**MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DEL CURSO DE CIENCIAS FISIOLÓGICAS SEGUNDO AÑO**

Código: M-FMED-LFIS-01

Revisión: 07

Página: 43 de 91

Fecha de emisión: 24/10/08

Fecha de modificación: 08/08/17

**REGISTRO DE LA TEMPERATURA: DIA \_\_\_\_\_**

Hora	Temperatura Axilar (° C)	Hora	Temperatura Axilar (° C)	Hora	Temperatura Axilar (° C)

Con los datos obtenidos:

- 1) Establecer los límites máximo y mínimos de temperatura obtenidos.
- 2) Realizar el análisis de estadística descriptiva de las temperaturas basales, que incluye la determinación de la media, la mediana y la desviación estándar.
- 3) Elaborar las gráficas pertinentes con los valores obtenidos del ciclo diurno y del ciclo mensual ([ver](#)).
- 4) Interpretar las gráficas.

**GUÍA DE ESTUDIO:**

- a. ¿Qué significa el término “temperatura normal?”
- b. ¿Existen cambios en la temperatura basal de las mujeres del grupo, que no se produzcan al azar?
- c. ¿Permiten las gráficas detectar el momento de la ovulación?
- d. ¿Cuáles fueron los límites de temperatura obtenidos durante un día completo?
- e. ¿Cuál es la explicación de las diferencias de temperatura que se establecen entre un individuo del sexo masculino y otro del sexo femenino durante un día?

**PROCEDIMIENTO 2**

**Determinación de Gonadotropina Coriónica Humana**

1. Asegúrese que la prueba de embarazo se encuentre a temperatura ambiente
2. Sumerja la tira en la muestra de orina hasta donde indica la tira por un máximo de 5 segundos
3. Retire la tira de la muestra de orina y observe
4. La aparición de una primera línea morada es el control de la prueba
5. La aparición de una segunda línea morada indica que la muestra es positiva
6. En caso de no aparecer una segunda línea morada la muestra será negativa



## **NO interprete resultados después de 10 minutos**

### **LIMITACIONES DE LA PRUEBA**

1. Además del embarazo, existen otras condiciones que dan lugar a niveles elevados de HCG (enfermedades trofoblásticas y ciertos neoplasmas no trofoblásticos).
2. Los títulos elevados de HCG en hombres, son extremadamente útiles tanto en el diagnóstico como en el tratamiento de tumores testiculares.
3. Si una muestra de orina se encuentra muy diluida puede no contener niveles representativos de HCG. Si existe sospecha de embarazo deberá usarse la orina procedente de la primera micción del día
4. Como ocurre con cualquier prueba de diagnóstico, un diagnóstico clínico definitivo no debe basarse en los resultados de una sola prueba sino en la evaluación que el médico haga de todos los descubrimientos clínicos y de laboratorio.

### **BIBLIOGRAFÍA.**

- 1.- Kim Barret (2013). Fisiología Médica de Ganong 24<sup>a</sup> ed. Mc Graw Hill
2. - Hall J.E. Guyton y Hall. (2011) Tratado de Fisiología Médica. 12<sup>a</sup> ed. España: Editorial Elsevier;
3. Tresguerres, J.A.F (2010). Fisiología Humana. 4<sup>a</sup> ed. Editorial Mc Graw-Hill-interamericana



## **PRÁCTICA 12. TIPIFICACIÓN SANGUÍNEA EN HUMANOS**

### **OBJETIVO GENERAL**

Analizar los resultados obtenidos en las pruebas de tipificación sanguínea fundamentándolos en respuesta antígeno-anticuerpo.

### **OBJETIVOS PARTICULARES**

- Interpretar las reacciones de aglutinación
- Determinar los grupos ABO y Rh (D) en hematíes

### **CONOCIMIENTOS PREVIOS**

- Grupos sanguíneos
- Antígeno
- Anticuerpo
- Aglutinógeno
- Aglutinina
- Aglutinación

### **MATERIAL BIOLÓGICO**

- Sangre humana

### **MATERIAL Y/O EQUIPO**

- Alcohol al 70 %
- Algodón
- Porta lancetas
- Lancetas
- Portaobjeto
- Aplicadores de madera

### **REACTIVOS Y/O FÁRMACOS**

- Sueros tipificadores anti-A, anti-B y anti-D



## PROCEDIMIENTO

Determinación del grupo sanguíneo

1.- Se limpia el dedo con alcohol y algodón.

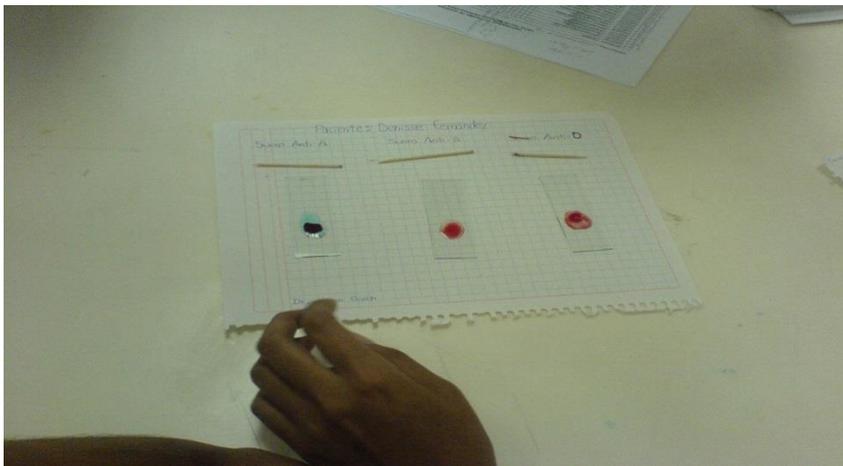
2.- Se pica el dedo con la lanceta.

3.- Sobre tres portaobjetos limpios, previamente marcados, colocar separadamente tres gotas de sangre (gotas de aproximadamente 0.5 cm. de diámetro).

4.- Sobre una gota de sangre poner suero tipificador anti-A, en otra gota poner suero tipificador anti-B y sobre la tercera gota poner suero tipificador anti -Rh (D).

5.- Mezclar lentamente con un aplicador de madera, haciendo círculos y observar la existencia o no de aglutinación (el tiempo de observación es de aproximadamente 1 minuto).

6.- Determinar la aglutinación e interpretar el resultado. Puede visualizarse en un microscopio en caso de que la reacción sea muy débil.



## BIBLIOGRAFÍA

1. Kim Barret (2013). Fisiología Médica de Ganong 24<sup>a</sup> ed. Mc Graw Hill
2. Hall J.E. Guyton y Hall. (2011) Tratado de Fisiología Médica. 12<sup>a</sup> ed. España: Editorial Elsevier;
3. Ferrer AC, Ruiz CM, Peraza GR. Manual de prácticas de inmunología, Cap I Determinación de grupos sanguíneos. Titulación de antisueros. Ed. Masson, 2004.



**UADY**  
UNIVERSIDAD  
AUTÓNOMA  
DE YUCATÁN  
"Luz, Ciencia y Verdad"

<b>MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DEL CURSO DE CIENCIAS FISIOLÓGICAS SEGUNDO AÑO</b>		
Código: M-FMED-LFIS-01	Revisión: 07	Página: 47 de 91
Fecha de emisión: 24/10/08	Fecha de modificación: 08/08/17	

**UNIDAD IV.  
CARDIOLOGÍA – RESPIRATORIO  
HEMATOLOGÍA.**



## **PRÁCTICA 14. ACTIVIDAD ELÉCTRICA DEL CORAZÓN HUMANO**

### **INTRODUCCION.**

Los potenciales de acción miocárdicos y su propagación como ondas de excitación a lo largo del corazón generan un campo eléctrico en todo organismo.

El electrocardiograma (ECG) registra la diferencia de potencial eléctrico o voltaje entre puntos de ese campo tomados generalmente sobre la superficie corporal.

El electrocardiograma es el registro gráfico de la actividad eléctrica del corazón.

El ECG puede ser registrado midiendo la diferencia de potencial entre dos puntos cualesquiera del organismo, que entonces constituyen una derivación electrocardiográfica.

El número de derivaciones posibles es Infinito, pero las derivaciones de las extremidades, recogidas con electrodos en los brazos y las piernas son las más utilizadas.

Einthoven introdujo las derivaciones de tres extremidades en lo que llamó su esquema triangular equilátero y han sido tan ampliamente usadas que suele designárseles como las derivaciones estándar de las extremidades.

El electrocardiograma se ha convertido en un recurso diagnóstico importante en clínica y resulta especialmente útil para identificar perturbaciones del ritmo cardíaco y de ciertas alteraciones específicas de la estructura y función ventriculares.

A cada electrocardiograma se le estudia:

Ritmo, frecuencia, eje eléctrico, medidas de las deflexiones.

en busca principalmente de:

- a.- Trastornos del ritmo.
- b.- Trastornos de la conducción.
- c.- Hipertrofia de cavidades.
- d.- Infartos.

### **OBJETIVOS GENERAL.**

El alumno será capaz de efectuar en un voluntario un electrocardiograma de 12 derivaciones y analizar un electrocardiograma normal.

### **OBJETIVOS PARTICULARES.**

El alumno:

Realizar un registro de la actividad eléctrica del corazón en un voluntario siguiendo los pasos descritos en la práctica.



<b>MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DEL CURSO DE CIENCIAS FISIOLÓGICAS SEGUNDO AÑO</b>		
--	--	--

Código: M-FMED-LFIS-01	Revisión: 07	Página: 49 de 91
------------------------	--------------	------------------

Fecha de emisión: 24/10/08	Fecha de modificación: 08/08/17
----------------------------	---------------------------------

Con el trazo electrocardiográfico será capaz de identificar los eventos fisiológicos, tales como la medición de los diferentes intervalos y segmentos, cálculo de la frecuencia cardiaca, el tipo de ritmo y el eje eléctrico del corazón.

### **CONOCIMIENTOS PREVIOS**

Fisiología cardíaca

Despolarización celular

Electrocardiograma.

Derivaciones electrocardiográficas unipolares y bipolares

### **MATERIAL BIOLÓGICO**

Voluntario humano

### **MATERIAL Y/O EQUIPO**

Torundero

Algodón

Alcohol.

Canapé

Pasta electrolítica

Electrocardiógrafo

Electrodos y cables para ECG.

### **PROCEDIMIENTO.**

Con el sujeto voluntario acostado en un diván, aplique alcohol en ambos brazos y piernas por encima de las muñecas y tobillos respectivamente: Se colocarán los electrodos del electrocardiógrafo correspondientes a las extremidades identificadas por sus siglas en inglés o por colores internacionales.

Conecta los electrodos a los cables de las derivaciones que están marcadas de la siguiente forma:

RA (Right Arm = brazo derecho) de color blanco.

LA (Left Arm = brazo izquierdo) de color negro.

RL (Right Leg = pierna derecha) de color verde.

LL (Left leg-pierna izquierda) de color rojo.

Con la colocación de electrodos en las cuatro extremidades obtenemos las derivaciones bipolares (D I, D II y D III) y las monopares (AVR, AVL y AVF).

Las derivaciones precordiales se obtienen mediante la colocación de seis electrodos en el precordio de la siguiente manera:

V1 (rojo) cuarto espacio intercostal con la línea paraesternal derecha.

V2 (amarillo) cuarto espacio intercostal con la línea paraesternal izquierda.

V3 (verde) a la mitad de la distancia entre V2 y V4.



<b>MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DEL CURSO DE CIENCIAS FISIOLÓGICAS SEGUNDO AÑO</b>		
Código: M-FMED-LFIS-01	Revisión: 07	Página: 50 de 91
Fecha de emisión: 24/10/08	Fecha de modificación: 08/08/17	

V4 (azul) quinto espacio intercostal con la línea medio clavicular.

V5 (anaranjado) quinto espacio intercostal con la línea axilar anterior.

V6 (morado) quinto espacio intercostal con la línea axilar media.

Una vez colocados los electrodos de las extremidades y las precordiales, se le pide al sujeto que no se mueva y se procede a tomar el electrocardiograma de reposo de 12 derivaciones, de la siguiente manera:

Calibración del equipo.

Antes de iniciar el registro verificar si la calibración del equipo es la adecuada, es decir una velocidad de impresión de 25 mm por segundo y un voltaje de 10 mm es igual a un mV.

- 1.- Se oprime el botón de encendido
- 2.- Selecciona la derivación respectiva.
- 3.- Se oprime el botón de inicio de registro.
- 4.- Al registrar 5 ciclos se oprime el botón para detener el registro
5. Para las siguientes derivaciones se repiten los 2,3 y4.

### **DETERMINACIÓN DEL EJE ELÉCTRICO DEL CORAZÓN**

Tomando en cuenta que la calibración de los registros corresponde a: "un cm. de desplazamiento equivale a un mv".

1. Mida el voltaje de la onda R de la derivación D-I, posteriormente mida los voltajes de las ondas Q y S (si están presentes), reste el valor de las ondas Q y S al voltaje de la onda R. Así se obtiene el voltaje del complejo QRS de la D-I.
2. Realice lo mismo para la D-III.
3. Señale con un punto sobre la línea correspondiente el valor del complejo QRS en cada una de las derivaciones estudiadas (ver figura 1).
4. Trace una línea perpendicular en cada punto que señalaste en las líneas.
5. Trace una flecha desde el punto central del (origen) hasta el punto de intersección de las líneas perpendiculares, este es el vector del eje eléctrico.
6. Mide cuantos grados tiene el vector con respecto a la línea correspondiente a D1, estos son los grados del eje eléctrico del corazón.

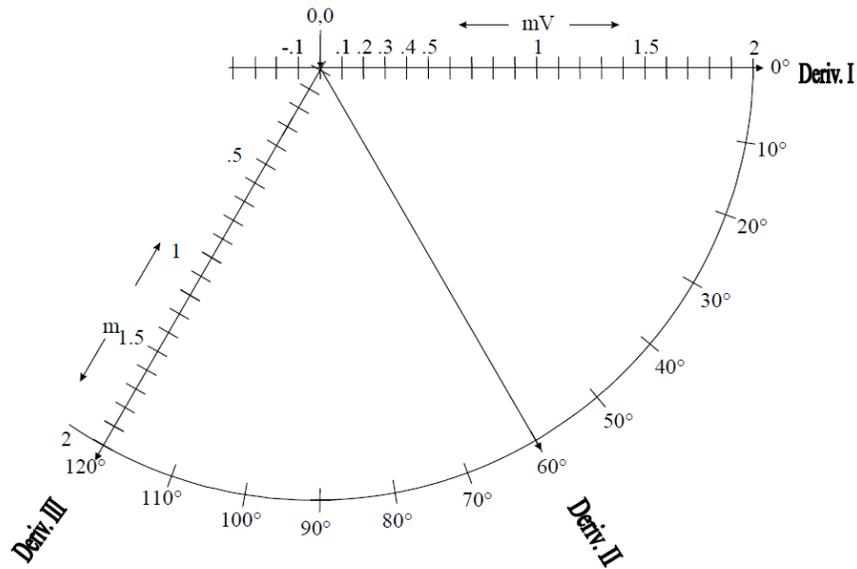


Figura 1. Plano hexaxial

## RESULTADOS

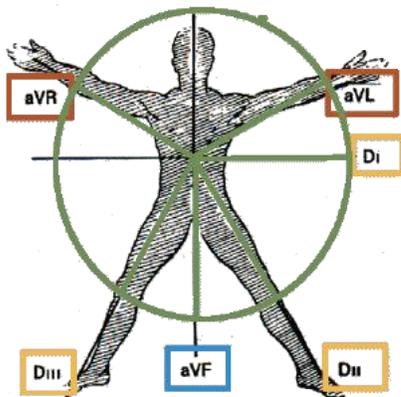
Con ayuda del registro electrocardiográfico que efectuaste saca los siguientes valores:

Eje eléctrico del corazón.

Frecuencia cardíaca

Medición de la duración del intervalo PR, complejo QRS e intervalo QT

Amplitud de onda P, complejo QRS y onda T



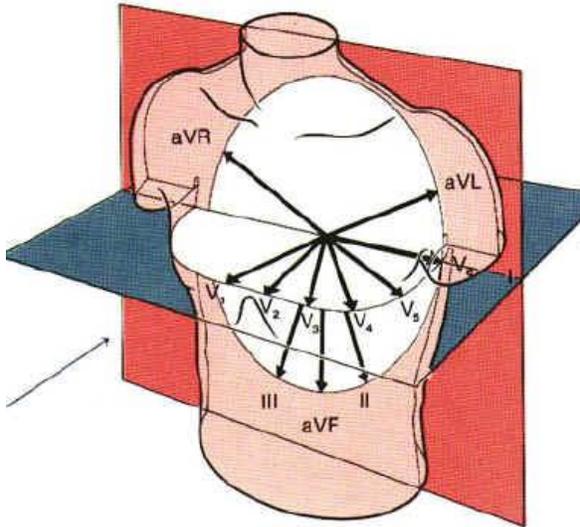
### Eje del QRS

La derivación más positiva corresponde con el eje. Si es DI el eje es  $0^\circ$ , si es DII el eje es  $60^\circ$  y si es aVF el eje es  $90^\circ$ .

El eje normal está entre  $0^\circ$  y  $90^\circ$ .

En aVL el eje estaría a  $-30^\circ$  y sería un eje izquierdo.

En DIII el eje estaría a  $120^\circ$  y sería un eje derecho. Al nacer el corazón suele tener un eje derecho y en el anciano se hace izquierdo.



#### Agrupación anatómica

*II, III y aVF se suelen denominar derivaciones inferiores o diafragmáticas. Suelen tener alteraciones simultáneas. (Necrosis inferior...).*

*Puede asociarse a alteraciones en V1 V2*

*I y aVL son derivaciones izquierdas laterales altas y suelen tener también cambios simultáneos. Suelen aparecer alteraciones también en V5 y V6*

#### **GUIA DE ESTUDIO**

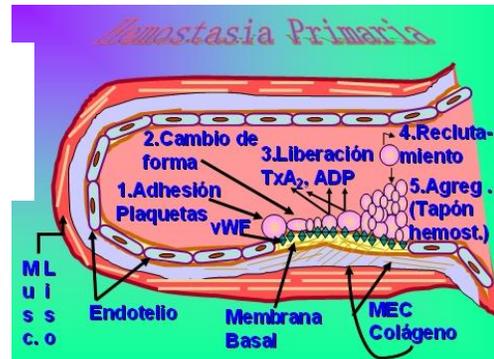
1. ¿Qué eventos del ciclo cardíaco están representados y comprendidos en cada onda componente del ECG?
- 2.- Haga una lista de algunas anomalías que puedan ser determinadas por un ECG en los humanos.
3. Explicar las diferencias que encuentre en la dirección del eje eléctrico del corazón durante la inspiración y espiración.
- 4.- ¿Qué trastornos pueden causar una desviación del eje a la izquierda?
- 5.- ¿Qué trastornos pueden causar una desviación del eje a la derecha?

#### **BIBLIOGRAFÍA**

1. Kim Barret (2013). Fisiología Médica de Ganong 24ª ed. Mc Graw Hill
2. Hall J.E. Guyton y Hall. (2011) Tratado de Fisiología Médica. 12ª ed. España: Editorial Elsevier;
3. Tresguerres, J.A.F (2010). Fisiología Humana. 4ª ed. Editorial Mc Graw-Hill interamericana



## PRÁCTICA 17. ANTICOAGULANTES



### OBJETIVO GENERAL

Analizar los resultados obtenidos en las pruebas de coagulación en una muestra de sangre.

### OBJETIVOS PARTICULARES

Realizar determinación del tiempo de coagulación en muestras de sangre sin anticoagulante.

Realizar determinación del tiempo de coagulación en muestras de sangre utilizando diferentes anticoagulantes.

### CONOCIMIENTOS PREVIOS

Cascada de coagulación

Anticoagulantes: Heparina, Citrato de Sodio.

### MATERIAL BIOLÓGICO

Sangre de voluntario humano

### MATERIAL Y/O EQUIPO

Jeringas de 10 ml.

6 Tubos de ensayo

Gradilla

Papel parafilm.

Micropipetas de 200 a 1000 microlitros

Contenedor

Liga

Alcohol al 70 %

Algodón

### REACTIVOS Y/O FÁRMACOS

Solución heparina al 1%

Solución de citrato de sodio al 3.8%

Solución cloruro de sodio al 0.9%

Solución de cloruro de calcio al 5%

### PROCEDIMIENTO



## 1. Determinación del tiempo de coagulación

1.1. Con una jeringa desechable obtener 10 ml de sangre venosa de un voluntario, (**ver**).

1.2 Colocar directamente en dos tubos de ensayo chicos sin anticoagulante, 2 ml de sangre en cada uno y taparlos herméticamente con papel parafilm.

1.3 Uno de los tubos se deja en la gradilla y cada minuto inclinarlo suavemente a 45 grados para ver si se formó el coagulo.

1.4 El otro tubo debe mantenerse tibio (es decir agarrado de la mano y con el puño cerrado) y cada 15 segundos invertir el tubo totalmente hasta observar la formación del coagulo.

1.5 Para esta prueba, el tiempo de ambas muestras debe tomarse desde el momento en que comienza a fluir la sangre al interior de la jeringa durante el proceso de extracción.

## 2. Estudio de anticoagulantes in Vitro

2.1 Marcar tres tubos de ensayo del 1 al 3 y colocarlos en una gradilla.

2.2 A cada tubo añadirle lo siguiente:

Tubo número 1 añadir 0.2 ml de solución salina al 0.9%

Tubo número 2 añadir 0.2 ml de solución de citrato de sodio al 3.8%

Tubo número 3 añadir 0.2 ml de solución de heparina al 1%

2.3 Posteriormente añadir a cada uno de los tres tubos marcados previamente, 0.8 ml de sangre, se tapan con el papel parafilm y se mezcla cada tubo por rotación.

2.4 Dejarlos reposar por 15 minutos y al cabo de ese tiempo observar y anotar lo ocurrido.

2.5 Añadir 0.2 ml de cloruro de calcio al 5% a los tubos 2 y 3.

2.6 Mezclar los tubos por rotación suave, sellarlos y dejar reposar otros 15 minutos.

2.7 Observar y anotar al cabo de ese tiempo lo ocurrido.

## BIBLIOGRAFÍA

1. Hall J.E. Guyton y Hall. (2011) Tratado de Fisiología Médica. 12ª ed. España: Editorial Elsevier;

2. Kim Barret (2013). Fisiología Médica de Ganong 24ª ed. Mc Graw Hill.

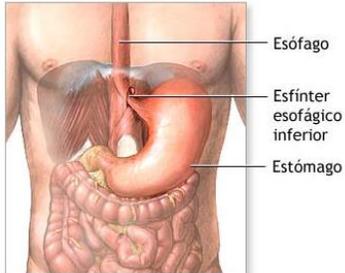
3. Bertram G. Katzung et al. (2013).Farmacología básica y clínica. 12ª ed. Editorial Mc Graw Hill;



**UADY**  
UNIVERSIDAD  
AUTÓNOMA  
DE YUCATÁN  
"Luz, Ciencia y Verdad"

<b>MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DEL CURSO DE CIENCIAS FISIOLÓGICAS SEGUNDO AÑO</b>		
Código: M-FMED-LFIS-01	Revisión: 07	Página: 55 de 91
Fecha de emisión: 24/10/08	Fecha de modificación: 08/08/17	

**UNIDAD V.  
DIGESTIÓN – NUTRICIÓN – METABOLISMO  
– EXCRECIÓN.**



## **PRÁCTICA 18. DIGESTIÓN DE PROTEÍNAS**

### **OBJETIVO GENERAL:**

Conocer los procesos de la digestión de proteínas.

### **OBJETIVOS PARTICULARES:**

Medir el la degradación de las proteínas con respecto al tiempo.

Describir los tres tipos de hidrólisis mencionando las ventajas y desventajas de cada una de ellas

### **CONOCIMIENTOS PREVIOS**

Estructura de las proteínas.

Degradación de proteínas.

Acción enzimática.

Titulación.

Indicadores. (Fenolftaleína).

Tipos de hidrólisis

### **MATERIAL Y/O EQUIPO**

Matraces Erlen-Meyer de 125 ml c/uno

Baño de agua a temperatura constante (37° C)

Contenedor

Vaso de precipitado de 250 ml

Guantes de carnaza

Pipetas de 5 y 10 ml

Placa de calor.

Bureta ([ver](#))

Pinza para bureta

Soporte universal

Embudo

Pipetor o perillas

Frasco ámbar



### REACTIVOS Y/O FÁRMACOS

Tripsina al 0.1% en solución de pH 7.4

Solución de grenetina al 5% en pH 7.4

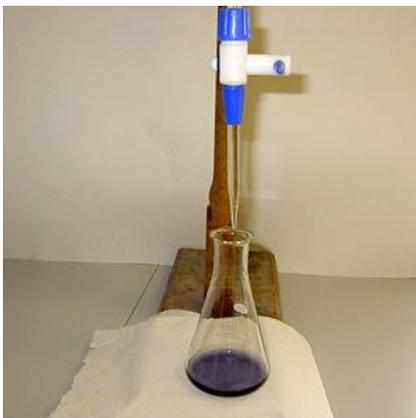
Solución de Formol neutralizado (Compuesto por: Formaldehído al 37%, NaOH 0.2N y Fenolftaleína)

Indicador de Fenolftaleína.

Hidróxido de sodio (NaOH) al 0.1 N

### PROCEDIMIENTO:

1. A un frasco ámbar esmerilado que contiene 50 ml de solución de grenetina al 5% en pH 7.4 el cual se encuentra en el Baño de agua a  $37^{\circ}\text{C}$ , añadir 10 ml de solución de Tripsina al 0.1 % **NOTA. Se agrega solo una sola vez la solución de Tripsina**
2. Agita por rotación el frasco conteniendo la mezcla de grenetina Tripsina. Este se tomara como el tiempo cero. La mezcla no debe extraerse del baño de agua.
3. Pipetea 10 ml de la mezcla gelatina-Tripsina y pásalos a un matraz e inmediatamente colócalo en una placa de calor (previamente encendida y a una temperatura de  $100^{\circ}\text{C}$ )
4. Esperar que se enfríe a temperatura ambiente.
5. Añadir al mismo matraz 15 ml de solución de Formol neutralizado, mezclar por rotación y agregar **3 gotas de Indicador de fenolftaleína.**
6. Titúlese la muestra con hidróxido de Sodio 0.1 N, hasta el vire de color, anote el gasto de ml de Hidróxido de Sodio.
7. Repetir los pasos 3, 4, 5 y 6. A los 30, 60, y 90 minutos.





<b>MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DEL CURSO DE CIENCIAS FISIOLÓGICAS SEGUNDO AÑO</b>		
--	--	--

Código: M-FMED-LFIS-01	Revisión: 07	Página: 58 de 91
------------------------	--------------	------------------

Fecha de emisión: 24/10/08	Fecha de modificación: 08/08/17
----------------------------	---------------------------------

## RESULTADOS

Calcular el gasto real, restando el gasto obtenido de hidróxido de sodio del tiempo cero del gasto de cada uno de los otros tiempos.

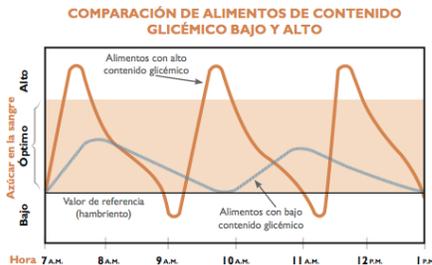
$$\text{Gasto Problema} - \text{Gasto del tiempo cero} = \text{Gasto Real}$$

Elabora una tabla con los gastos reales y tiempos.

Elabora una gráfica de los gastos reales y tiempo.

## BIBLIOGRAFÍA

1. Jhon W. Baynes Marek, Bioquímica Médica. 2ª edición en español, 2006 Editorial Elsevier Mosby
2. Stuart Ira Fox. Fisiología Humana. 7ª edición. 2003. Editorial Mc. Graw Hill Interamericana.
3. Murray, R.K.& Harper. (2013). Bioquímica Ilustrada. 29ª ed. Mc Graw Hill Lance



## PRÁCTICA 19. ÍNDICE GLUCÉMICO

### INTRODUCCIÓN.

La glucosa es una de las principales fuentes de energía del organismo. Se requiere un suministro constante de glucosa como fuente de energía en especial para el sistema nervioso central y los eritrocitos. Por debajo de una concentración crítica de glucosa sanguínea, hay disfunción cerebral, que en situaciones de hipoglucemia profunda puede conducir al estado de "coma" y a la muerte. Además, la glucosa es la única fuente de energía para el músculo esquelético en condiciones anaerobias.

La concentración de la glucosa en la sangre (glucemia) en condiciones normales, es en promedio de 90 mg/100 ml de sangre, siendo regulada dicha concentración por la función de dos hormonas secretadas por el páncreas: la insulina y glucagón. Esta forma de regulación opera por medio de un sistema de retroalimentación negativa.

La glucemia está determinada por factores como: ingesta, velocidad de entrada a las células y actividad glucoestática del hígado.

La ingesta es un factor que puede ser manipulado externamente según se desee, para observar variaciones en la glucemia. Si se somete a ayuno a un individuo, se produce una baja en la glucemia, si se suministra glucosa, se eleva bruscamente la glucemia, para normalizarse en forma progresiva conforme pasa el tiempo. Los valores que se obtienen en cada medición conforman lo que se conoce como Curva de tolerancia a la glucosa.

Las elevaciones en la glucemia varían también según el contenido de carbohidratos de los alimentos ingeridos. Si se realiza una medición después de que la persona come distintos alimentos, en cantidades equivalentes a la dosis de glucosa, se obtienen valores que conforman lo que se llama Índice glucémico. Este índice resulta de utilidad para determinar el efecto de los alimentos de diferente origen, sobre la homeostasia de glucosa en el organismo.

### OBJETIVO GENERAL.

Analizar la respuesta glucémica postprandial (índice glucémico) de diferentes alimentos con la misma cantidad de carbohidratos.

### OBJETIVOS PARTICULARES.

1. Realizar la determinación de la glucemia periférica.
2. Graficar la curva de tolerancia a la glucosa después de ingerir 50 gramos de glucosa



3. Graficar la curva de tolerancia a la glucosa después de ingerir diferentes alimentos con 50 gramos de glucosa cada uno.
4. Calcular el índice glucémico de los diferentes alimentos.
5. Comparar las diferencias en la absorción de la glucosa, dependiendo del alimento del que provenga.

### **CONOCIMIENTOS PREVIOS.**

Mecanismo de absorción de glucosa a nivel intestinal.

Factores que influyen en la glucemia postprandial

Curva de tolerancia a la glucosa

Índice glucémico.

Carga glucémica.

### **MATERIAL BIOLÓGICO.**

Sangre capilar de voluntario sano.

### **MATERIAL Y/O EQUIPOS**

- 200 ml de glucosa al 25 %
- Dos rebanadas de pan blanco
- Dos rebanadas de pan multigrano.

Calcular la cantidad de pan a ingerir de manera que la persona ingiera 50 g de carbohidratos absorbibles. Para esto se utiliza la información nutricional de los alimentos que se encuentra en las etiquetas de los mismos o utilizando una tabla de composición de alimentos.

- Calculadora
- Papel milimétrico
- Una regla
- Cronometro
- 5 lancetas (Por voluntario).
- 1 glucómetro (Por voluntario).
- 5 tiras reactivas para determinación de la glucemia. 5 torundas de algodón con alcohol (Por voluntario).



## **PROCEDIMIENTO:**

### **Preparación del dispositivo para la punción**

7. Extraiga el tapón del dispositivo y colóquelo en un lugar seguro.
8. Introduzca la lanceta con firmeza dentro del porta-lancetas.
9. Con una mano, sujete la lanceta con firmeza en su lugar y con la otra mano retire el disco protector dándole dos vueltas para asegurarse de que se desprenda de la lanceta.
10. Vuelva a colocar el tapón, hasta que cierre o quede en su lugar haciendo un clic. Tenga cuidado de no tocar la aguja expuesta en la lanceta.
11. Seleccione el nivel de punción, el dispositivo ofrece cuatro niveles distintos. El nivel 1 es el de menos profundidad y el nivel 4 es el de mayor profundidad.
12. Prepare el dispositivo deslizando el control de expulsión (disparador) hacia atrás hasta que se escuche un clic (ahora está listo para una prueba de glucosa en sangre).

### **Uso del dispositivo de punción**

8. Lavarse las manos con agua y jabón.
9. Seleccione el dedo en que se va a realizar la punción, límpielo con una torunda empapada en alcohol y espere a que se seque.
10. Seleccione un área lateral distal en uno de los dedos para realizar la punción y puncione para cada toma un dedo.
11. Coloque el dispositivo haciendo contacto firmemente con el dedo en el sitio de la punción. Para facilitar el contacto puede sujetar el dedo a puncionar con una mano y el dispositivo con la otra.
12. Oprima el botón de disparo y retire el dispositivo colocándolo en un lugar seguro.
13. Apriete el dedo suavemente, si es necesario, hasta que se forme una gota de sangre de tamaño de una cabeza de alfiler.
14. Para aumentar el flujo sanguíneo a la yema de los dedos, masajee la mano desde la muñeca hacia los dedos dos o tres veces sin tocar el sitio de punción.

### **Preparación del glucómetro para la determinación capilar de glucosa:**

8. Extraiga la tira de prueba del tubo.
9. Introduzca la tira de prueba para encender el medidor. Nota: El medidor se apaga después de 2 minutos de inactividad. Para reiniciar el medidor, extraiga la tira de prueba sin usar y vuelva a introducirla.
10. Confirme que se vea la pantalla de verificación del sistema (apretando el botón "m")
11. Obtenga una gota de sangre (la tira de muestra solo necesita una muestra de sangre de 0.3 microlitros para dar resultados exactos).
12. Aplique la sangre y manténgala en contacto con el área de la muestra de la tira de prueba hasta que: vea unas rayas que se mueven en la pantalla en el sentido de las agujas del reloj u oiga una señal sonora. (Esto indica que la tira de prueba contiene suficiente sangre y que el medidor está analizando su nivel de glucosa. Si no aparece una raya después de



5 segundos, es posible que la muestra sea demasiado pequeña. Puede agregar sangre en el mismo lado antes de que transcurran 60 segundos.

13. El resultado aparece en la pantalla cuando se completa la prueba. El tiempo que el medidor tarda en mostrar un resultado depende del nivel de glucosa en sangre, si el nivel de glucosa es alto, necesita más tiempo.
14. Al tener la lectura extraiga la tira de prueba para apagar el medidor, está se colocará en la bolsa roja de RPBI

### **Cómo extraer la lanceta**

5. Cuando haya finalizado la prueba, extraiga la lanceta del dispositivo para lancetas.
6. Apriete el clip blanco que sujeta la lanceta hasta que ésta caiga.
7. Desechar la lanceta en el bote de RPBI para punzocortantes.
8. Después de manipular el medidor, el dispositivo de punción o las tiras de prueba, lávese bien las manos con agua y jabón.

### **Curva de tolerancia a la glucosa**

1. Los sujetos experimentales, deben haber estado en ayunas por un tiempo aproximado de ocho horas, lo único que pueden ingerir en dicho lapso de tiempo es agua.
2. Proceda de acuerdo con las instrucciones de utilización del glucómetro para determinación de las glucemias.
3. Indique al sujeto control que ingiera 200 ml de sol glucosada al 25 % lo más rápido que le sea posible, no debe sobrepasar los 10 minutos.
4. Indique al sujeto experimental que ingiera el alimento experimental asignado (debe ingerir una cantidad que aporte 50 g de carbohidratos absorbibles) lo más rápido que le sea posible, no debe sobrepasar los 10 minutos.
5. Determine las glucemias a los voluntarios en ayuno, luego cada treinta minutos por dos horas (30, 60, 90 y 120 min) reporte los datos.
6. Recuerde que el tiempo para determinar las glucemias inicia cuando el sujeto inicia la ingesta del alimento.
7. Realice un gráfico de glucemia en función del tiempo y utilice estos datos para calcular el área bajo la curva de la glucemia



### CÁLCULO DEL ÁREA BAJO LA CURVA (PARA LA DETERMINACIÓN DEL ÍNDICE GLUCÉMICO):

1. Para determinar el índice glucémico de los alimentos es necesario calcular el área bajo la curva de las glucemias obtenidas tras la ingesta de un alimento.
2. Para calcular el área bajo la curva existen diferentes técnicas, en este caso se va a explicar la técnica del punto medio, modificada para la determinación del índice glucémico, ya que en este cálculo no se utiliza el área total, se utiliza el área que se encuentra por encima de la línea de la glucemia en ayunas.
3. A continuación se encuentra en ejemplo del procedimiento para el cálculo del área bajo la curva de un gráfico de glucemias obtenidas en el laboratorio:

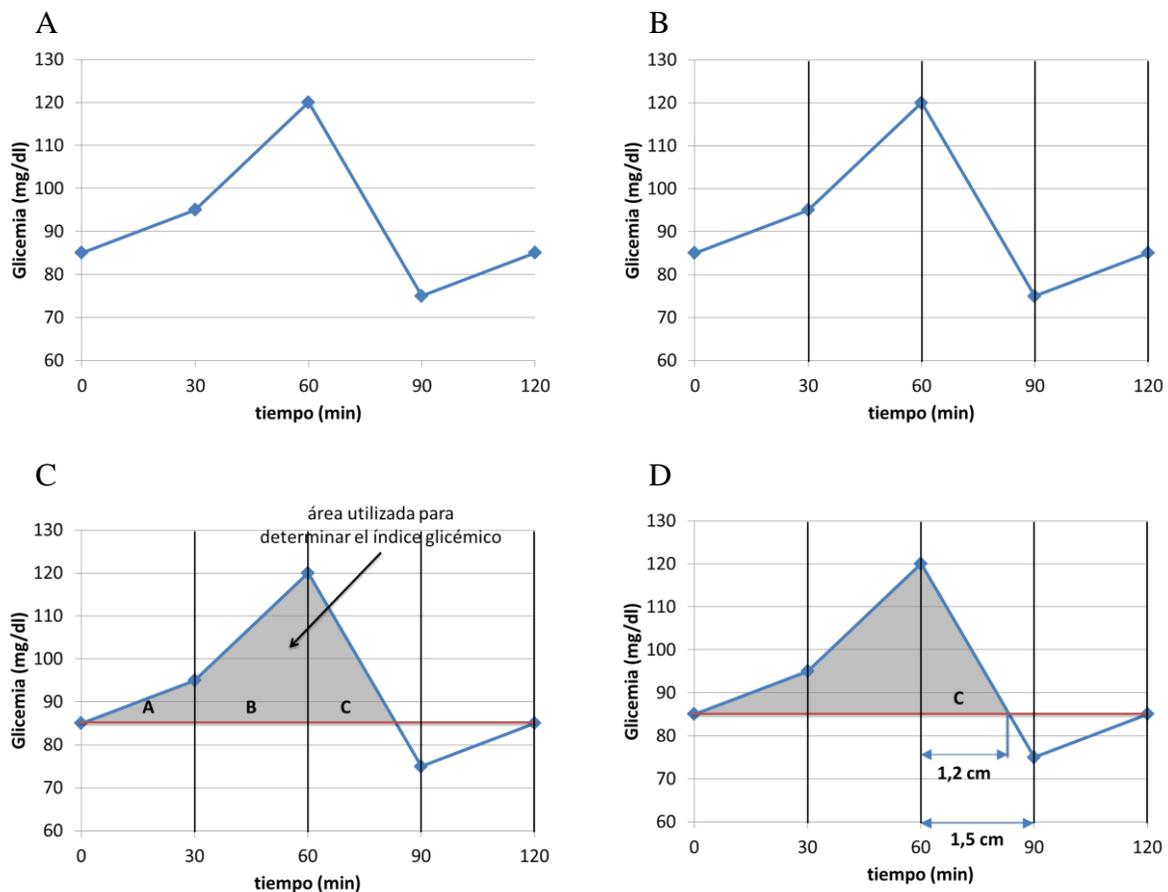


Fig. 2. Procedimiento para la determinación del área bajo la curva



### Procedimiento para el cálculo del área bajo la curva:

1. Una vez determinados los valores de la curva de glucemia elabore un gráfico de glucemia en función del tiempo (Fig. 10.2A).
2. Trace cuatro líneas verticales para dividir la curva de glucemias en 4 segmentos de 30 minutos con respecto al eje x (Fig. 10.2B). Estos segmentos serán analizados por separados para determinar el área bajo la curva.
3. Trace una línea horizontal a nivel de la glucemia obtenida en ayunas en el ejemplo la glucemia en ayunas es de 85 mg/dl. Para determinar el área bajo la curva se debe utilizar el área que se encuentra por arriba de la línea de la glucemia en ayunas, el área por debajo de esta línea se ignora (Fig. 10.2C).
4. Note que se definen 4 áreas: A, B, C y D.
5. Para determinar el área de cada segmento utilice la siguiente fórmula:

$$A_S(mg \times min/dl) = \left( \left( \frac{G_1(mg/dl) + G_2(mg/dl)}{2} \right) - G_A(mg/dl) \right) \times T(min)$$

Donde  $A_S$ : área bajo la curva de un segmento para la determinación del índice glucémico,  $G_1$ : glucemia inicial para ese segmento (A, B, C o D),  $G_2$ : glucemia final para ese segmento (A, B, C o D),  $G_A$ : glucemia en ayunas, T: tiempo.

6. Luego sume las áreas que calculó y con esto se obtiene el área bajo la curva.
7. El cálculo del área para el ejemplo se realiza de la siguiente forma:

$$\begin{aligned} A_A(mg \times min/dl) &= \left( \left( \frac{85(mg/dl) + 95(mg/dl)}{2} \right) - 85(mg/dl) \right) \times 30(min) \\ &= 150 (mg \times min/dl) \end{aligned}$$

$$\begin{aligned} A_B(mg \times min/dl) &= \left( \left( \frac{95(mg/dl) + 120(mg/dl)}{2} \right) - 85(mg/dl) \right) \times 30(min) \\ &= 675 (mg \times min/dl) \end{aligned}$$

8. Observe el segmento C del ejemplo (Fig. 10.2D), la línea del gráfico de glucemias corta a la línea que se trazó a nivel de la glucemia en ayunas, antes de que transcurrieran los 30 minutos por lo tanto no se debe utilizar 30 en el tiempo, se debe calcular el nuevo tiempo utilizando la siguiente relación



$$D_T(cm):T_T(min) :: D_O(cm):T_N(min)$$

$$T_N(min) = \frac{T_T(min) \times D_O(cm)}{D_T(cm)}$$

Donde  $D_T$ : distancia total entre las líneas de los segmentos,  $T_T$ : tiempo total que dura un segmento,  $D_O$ : distancia observada entre el inicio del segmento y el corte de la línea del gráfico con la línea a nivel de la glucemia en ayunas,  $T_N$  nuevo tiempo para utilizar en la fórmula.

- 9 Por lo tanto el tiempo que se debe utilizar en la fórmula para el cálculo del área C es el siguiente:

$$\begin{aligned} T_N(min) &= \frac{30 \text{ min} \times 1,2 \text{ cm}}{1,5 \text{ cm}} \\ &= 24 \text{ min} \end{aligned}$$

- 10 Y el área C se calcula de la siguiente manera:

$$\begin{aligned} A_C(mg \times min/dl) &= \left( \left( \frac{120(mg/dl) + 85(mg/dl)}{2} \right) - 85(mg/dl) \right) \times 24(min) \\ &= 420 (mg \times min/dl) \end{aligned}$$

- 11 Observe que en el segmento "D" el área se encuentra por debajo de la línea que se trazó a nivel de la glucemia en ayunas por lo tanto no se considera a la hora de realizar el cálculo para el área bajo la curva que se utiliza para determinar el índice glucémico.

- 12 El área total se calcula sumando las 4 áreas A, B, C y D, en nuestro ejemplo sería 1245 mg\*min/dl

### Índice glucémico de los alimentos:

- a) Una vez que determinó el área bajo la curva de las glucemias calcule el índice glucémico de los alimentos experimentales, con la siguiente fórmula:

$$IG_{alimento} = \frac{ABC_{alimento}(mg \times min/dl)}{ABC_{glucosa}(mg \times min/dl)} \times 100$$



Donde  $IG_{alimento}$ : índice glucémico del alimento,  $ABC_{alimento}$ : área bajo la curva de las glucemias obtenidas posterior a la ingesta del alimento,  $ABC_{glucosa}$ : área bajo la curva de la curva de tolerancia a la glucosa.

### Carga glucémica de los alimentos:

- b) Con el dato de índice glucémico y la composición del alimento determine la carga glucémica utilizando la siguiente fórmula:

$$CG_{alimento} = \frac{IG_{alimento}}{100} \times CC_{alimento}(g)$$

Donde  $CG_{alimento}$ : carga glicémica del alimento,  $IG_{alimento}$ : índice glucémico del alimento,  $CC_{alimento}$ : contenido total de carbohidratos absorbibles del alimento consumido por porción.

### RESULTADOS:

**Cuadro 1:** Glucemia en condiciones de ayuno y posterior a la ingesta de 50 g de glucosa, determinada cada 30 minutos por un periodo de observación de 2 horas.

Sujeto	Glucemia (mg/dl)				
	Ayuno	Pos ingesta de la solución glucosada			
		30 minutos	60 minutos	90 minutos	120 minutos
1					

**Cuadro 2:** Glucemia en condiciones de ayuno y posterior a la ingesta de alimento experimental equivalente a la dosis de 50 g de carbohidratos absorbibles, determinada cada 30 minutos por un periodo de observación de 2 horas.

Sujeto	Alimento ingerido	Glucemia (mg/dl)				
		Ayuno	Posprandial			
			30 minutos	60 minutos	90 minutos	120 minutos
1						
2						
3						
4						



**Cuadro 3:** Masa de los componentes del alimento (pan blanco y pan multigrano o multigrano) ingeridos al consumir una cantidad de alimento que aporte una carga de 50g de carbohidratos absorbibles.

Componente	Alimento	
	Pan blanco	Pan multigrano o multigrano
Porción (g)		
Carbohidratos absorbibles (g)	50	50
Grasa (g)		
Fibra (g)		
Proteína (g)		
Sodio (mg)		
Potasio (mg)		

**Cuadro 4:** Índice glucémico teórico y obtenido y carga glicémica de los diferentes alimentos consumidos en el laboratorio.

Alimento	IG teórico	IG obtenido	Carga glicémica (g)
Pan blanco			
Pan multigrano			

## **GUIA DE ESTUDIO**

1. Analice el comportamiento de las curvas de glucemia obtenidas en el laboratorio.
2. Investigue como influyen los componentes de los alimentos enumerados en el cuadro 3 en la digestión, la absorción y el almacenamiento de los carbohidratos y los mecanismos involucrados.

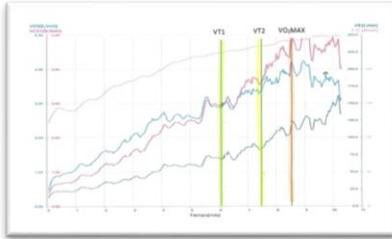


<b>MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DEL CURSO DE CIENCIAS FISIOLÓGICAS SEGUNDO AÑO</b>		
Código: M-FMED-LFIS-01	Revisión: 07	Página: 68 de 91
Fecha de emisión: 24/10/08	Fecha de modificación: 08/08/17	

3. Compare el índice glucémico de los alimentos y la participación de los diferentes componentes de los alimentos en estas diferencias.

#### REFERENCIAS:

1. Levy J, et al. Discrimination, adjusted correlation, and equivalence of imprecise tests: application to glucose tolerance. *AJP- Endo*. 1999; 276: 365-375.
2. Wolever T, et al. The glycemic index: methodology and clinical implications. *Am J Clin Nutr*. 1991; 54: 846-854.
3. Breda E, et al. Insulin release in impaired glucose tolerance oral minimal model predicts normal sensitivity to glucose but defective response times. *Diabetes*. 2002; 51 (1): S227–S233.
4. Monro J. Redefining the glycemic index for dietary management of postprandial glucemia. *J Nutr*. 2003; 133: 4256–4258.
5. Ludwig D. The glycemic index. *JAMA*. 2002; 287: 2414-2423.
6. Brand-Miller J, et al. Physiological validation of the concept of glycemic load in lean young adults. *J Nutr*. 2003; 133: 2695–2696.
7. Daly M. Sugars, insulin sensitivity, and the postprandial state. *Am J Clin Nutr*. 2003; 78: 865S–872S.



## PRÁCTICA 20. METABOLISMO EN EL EJERCICIO

**INTRODUCCIÓN:** El análisis de los gases espirados durante la realización de un trabajo físico, ofrece la oportunidad de estudiar simultáneamente las respuestas celular, cardiovascular y respiratoria bajo unas condiciones de estrés metabólico controlado.

Los usos fundamentales de la ergoespirometría en Medicina del Deporte son la medida del VO<sub>2</sub>máx, la estimación de los umbrales ventilatorios, la valoración de la carga de trabajo y el estudio de diferentes parámetros metabólicos.

Durante el ejercicio se producen cambios adaptativos que afectan a los distintos órganos y sistemas, que provocarán respuestas funcionales dependiendo de la intensidad y la duración de la actividad física desarrollada.

**OBJETIVO GENERAL:** Integrar las respuestas metabólicas durante el ejercicio físico.

### OBJETIVOS PARTICULARES:

- Analizar las respuestas aeróbicas y anaeróbicas.
- Identificar los cambios clínicos que aparecen a determinada intensidad de ejercicio.
- Determinar las variables que intervienen en el análisis de gases espirados.

### CONOCIMIENTOS PREVIOS:

- Metabolismo aeróbico y anaeróbico
- Respiración celular
- Vías metabólicas
- Mecánica ventilatoria
- Gasto energético

### MATERIAL BIOLÓGICO

Deportista sano

### MATERIAL Y/O EQUIPO

- Banda sin fin
- Analizador de gases (MetaMax II)





### **PROCEDIMIENTO (Ver).**

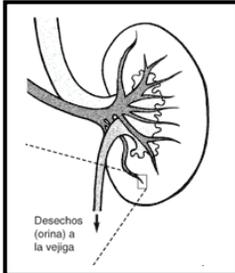
1. Realizar historia clínica deportiva para determinar factores de riesgo y particularidades a vigilar durante la prueba
2. Realizar electrocardiograma de 12 derivaciones en reposo
3. Registrar datos del deportista en el software (MetaSoft)
4. Calibrar parámetros (temperatura, aire ambiente, humedad)
5. Seleccionar protocolo de carga de acuerdo a las características individuales del paciente y al objetivo de la evaluación.
6. Se explica al paciente las etapas de la prueba, duración, la forma en la que debe ejecutar la prueba, los posibles síntomas que experimentará durante la misma y se le pide que de acuerdo a una escala de percepción de la fatiga (Borg), identifique la intensidad del ejercicio y que nos comunique el momento en el que vaya aumentando
7. Deberá calcularse la frecuencia cardiaca máxima del paciente (220-edad) para correlacionar esta percepción y poder determinar el momento en el que deberá detenerse la prueba
8. Inicio de la prueba al encontrarse el paciente con signos vitales estables
9. Se analizan todas las variables de manera dinámica y correlacionándolo con los datos que presenta el paciente.
10. Se detiene la prueba al alcanzar los objetivos. La prueba puede detenerse por lo siguiente: que el paciente lo externe, por presentar fatiga generalizada, al alcanzar la FC objetivo, o porque el médico determine que el paciente se encuentre en algún riesgo potencial.

### **GUÍA DE ESTUDIO**

1. ¿Cuál el momento (tiempo o etapa) en el que el voluntario tiene un mayor consumo de ácidos grasos con respecto a los azúcares y el momento en el que tiene un mayor consumo de azúcares durante el ejercicio?
2. ¿Cuáles son los procesos fisiológicos y metabólicos que se dan cuando existe un mayor consumo de ácidos grasos durante el ejercicio?
3. ¿Cuáles son los procesos fisiológicos y metabólicos que se dan cuando existe un mayor consumo de azúcares durante el ejercicio?
4. En base a lo observado y con respecto a la bibliografía ¿cuáles serían las recomendaciones al voluntario sobre su actividad física?

### **BIBLIOGRAFÍA**

1. Chicharro, J. Fernández, A. Fisiología del Ejercicio. 2006. 3ª edición. Madrid: Médica Panamericana
2. McArdle, William D., Katch, Frank I. Fisiología del Ejercicio. 2015. 4ta edición. Baltimore: Wolters Kluwer Health/Lippincott Williams & Wilkins.
3. Hermes, L. Prueba de ejercicio con análisis de gases espirados. Arch Cardiol Mex 2012; 82(2):160-169



## **PRÁCTICA 23.**

### **CAPACIDAD DE CONCENTRACIÓN Y DILUCIÓN URINARIA**

#### **INTRODUCCION**

Los riñones son los responsables del mantenimiento de la homeostasis, comprendiendo la regulación de los líquidos corporales, del equilibrio ácido-base, del equilibrio electrolítico y la excreción de los productos de desecho. También forman parte importante en el mantenimiento de la presión arterial y en la eritropoyesis. La formación de orina comprende procesos de filtración de la sangre, reabsorción y secreción tubular de ciertas sustancias. Por otra parte, los diuréticos ejercen sus efectos en proteínas de transporte de membrana específicas en la superficie luminal de las células epiteliales tubulares renales. Otros ejercen efectos osmóticos que previenen la resorción de agua en los segmentos permeables de la nefrona o interfieren en la acción de receptores hormonales en las células epiteliales renales. Las anomalías en el volumen líquido y la composición de electrolitos son problemas clínicos comunes importantes que pueden poner en peligro la vida del paciente si no son tratados. En la actualidad, para tratamiento de estos trastornos, los fármacos que bloquean las funciones de transporte de los túbulos renales son importantes herramientas clínicas.

#### **OBJETIVO GENERAL**

Determinar la capacidad renal de diluir, concentrar y eliminar la orina.

#### **OBJETIVOS PARTICULARES**

Calcular el flujo urinario por minuto y la densidad urinaria de los sujetos voluntarios.

Explicar el mecanismo renal involucrado en cada uno de los voluntarios.

#### **CONOCIMIENTOS PREVIOS**

Fisiología renal

Equilibrio hidroelectrolítico

Osmolaridad, osmolalidad, osmol, densidad, tensión superficial.

Mecanismo de acción de medicamentos diuréticos

#### **MATERIAL BIOLÓGICO**

Orina de voluntarios humanos

#### **MATERIAL Y/O EQUIPO**

Probetas de 50 ml, 100 ml y 500 ml



Uro densímetros  
Vasos de precipitado de 500 y 1000 ml  
Potes de peltre de 600 ml  
Guantes de látex  
Embudos

### **REACTIVOS Y/O FÁRMACOS**

Tabletas de Furosemida  
Agua destilada  
Sol. NaCl al 0.9%  
Sol NaCl al 1.8 %

### **INDICACIONES PREVIAS**

Todos los voluntarios deberán recolectar su orina por lo menos durante 12 horas previas del inicio de la práctica.

Se sugiere que desde las 5 de la tarde del día anterior vaciar la vejiga, desechar la orina y anotar la hora (hora de inicio de recolección). A partir de ese momento cada vez que tenga ganas de orinar, deberá recolectar la orina en un frasco limpio, la recolección terminará con la primera emisión de orina que efectúen en la mañana del día de la práctica debiendo de anotar la hora (hora de fin de la recolección).

El día de la práctica el voluntario traerá la orina recolectada, debidamente rotulada (con el nombre del voluntario). Los voluntarios deben presentarse el día de la práctica con un ayuno de 4 horas como mínimo.

### **Indicaciones generales**

1. Al inicio de la práctica, a indicación del profesor, todos los voluntarios orinaran en los pots de Peltre hasta vaciar completamente la vejiga, colectando la muestra y anotará la hora, esta muestra de orina será considerada como tiempo cero.
2. Se procederá a ingerir la solución y/o fármaco que le corresponda a cada voluntario (se recomienda que el total de la solución se ingiera en un tiempo máximo de 10 minutos).
3. Los voluntarios después de ingerir lo que les corresponda, deberán orinar cada 30 minutos, recolectando las muestras para ser procesadas (las muestras de orina deberán ser 6 en total incluyendo la del tiempo cero).
4. Durante el tiempo de recolección de las muestras los voluntarios no deberán ingerir ningún tipo de alimento y/o líquido.



### Indicación para cada voluntario

Voluntario	Variable	Indicación
1	Hipotonicidad	Ingerir agua destilada equivalente al 1% de su peso corporal ( ejemplo: 60 kg = 600mL)
2	Isotonicidad	Ingerir NaCl al 0.9% equivalente al 0.25% de su peso corporal (ejemplo: 50 kg = 125 mL)
3	Hipertonicidad	Ingerir NaCl al 1.8% equivalente al 0.25% de su peso corporal (ejemplo: 50 kg = 125ml)
4	Diurético	Ingerir tabletas de furosemida (si pesa 50kg o más ingerir 20mg, si es menos, 10 mg)

A la muestra de orina colectada en los domicilios se les medirá la densidad y el volumen, y servirá para calcular el flujo urinario comparándolo con las muestras obtenidas durante la práctica.

### DURANTE LA PRÁCTICA

A cada una de las muestras recolectadas de orina, se les medirá el volumen utilizando probetas graduadas y la densidad (utilizando el uro densímetro).

El uro densímetro es un hidrómetro calibrado para medir la densidad de la orina a una temperatura específica, por lo general 25°C.

1. La muestra de orina recolectada debe ser ligeramente mezclada y luego se coloca en una probeta calibrada por la general se requiere de unos 25 ml para poder efectuar la lectura de la densidad.

2. Es necesario eliminar la espuma que pueda existir porque las burbujas interfieren con la lectura del menisco.

3. El uro densímetro no debe contactar con el fondo ni con las caras de la probeta. Para que no toque el fondo de la probeta se necesitan aproximadamente 25 ml de líquido. Es necesario girar el instrumento de modo que flote en el centro de la probeta graduada.

4. Hacer la lectura a nivel de la parte inferior del menisco con el uro densímetro a la altura del ojo.

5. Observar y anotar el color de la orina (turbio, claro, rojo, amarillo, ámbar etc.)

6. Con los valores obtenidos (densidad y volumen) obtener el flujo y la osmolaridad urinaria de cada una de las muestras de orina de los voluntarios



Para el cálculo de la osmolaridad de la orina se utiliza una curva de calibración. Para la elaboración de la curva de calibración se debe utilizar los siguientes valores:

<i>DENSIDAD</i>	<i>OSMOLARIDAD</i>
1.000	0
1.016	600
1.032	1200

Explica el mecanismo renal involucrado en cada uno de los voluntarios.

Explica el mecanismo de acción de la furosemida.

**NOTA 1:** Si la muestra de orina es menor a 25 ml, es necesario diluirla para poder efectuar la medida de la densidad.

El procedimiento de dilucion es:

7. Primero se mide el volumen de la muestra de orina.
8. Si el volumen medido de orina es menor a 25 ml, se le agrega una cantidad de agua destilada igual, o un múltiplo del volumen de orina medido, de tal manera que obtengamos una cantidad igual o mayor a 25 ml.

**Ejemplo 1.-** Si el volumen de orina es de 17 ml, se le agrega 17 ml de agua destilada, dandonos un volumen final de 34 ml, cantidad suficiente ( 25 o mas ml) para poder efectuar la medicion de la densidad.

9. Una vez efectuada la medicion de la densidad es necesario hacer la corrección de la densidad obtenida.

En nuestro ejemplo de **17 ml de orina + 17 ml de agua destilada**, supongamos que obtimos una lectura de **1.008**, como **esta diluida 2 veces** (1 tanto de orina y 1 tanto de agua) multiplicamos los 2 últimos dígitos de la lectura obtenida por 2, y nos da **1.016 que es la densidad correcta**.

**Ejemplo 2.-** Si la muestra de orina es de **9 ml**, le ponemos **18 ml** de agua destilada, para obtener 27 ml, cantidad suficiente para medir la densidad, y la corrección en este caso se hace **multiplicando por 3** ya que la orina **esta diluida 3 veces** ( 1 tanto de orina y 2 tantos de agua destilada).



**NOTA 2:** El valor de la mayoría de los urodensímetros es de 1.035, aunque algunos están calibrados a 1.045. Si la densidad es demasiado elevada y resulta imposible determinar su valor, es necesario hacer una dilución 1:2 de la orina utilizando agua destilada y multiplicar los últimos dos dígitos del valor de la lectura por 2 para obtener la densidad real. Del mismo modo se hará la dilución si el volumen de la orina es menor a 15 ml.

### GUIA DE ESTUDIO

Calcula la osmolaridad de cada una de las muestras de orina de los voluntarios

Explica el mecanismo renal involucrado en cada uno de los voluntarios

Explica el mecanismo de acción de la furosemida

Explicar las diferencias de volumen y osmolaridad entre los voluntarios



### BIBLIOGRAFÍA

1. Hall J.E. Guyton y Hall. (2011) Tratado de Fisiología Médica. 12ª ed. España: Editorial Elsevier;
2. Kim Barret (2013). Fisiología Médica de Ganong 24ª ed. Mc Graw Hill.
3. Bertram G. Katzung et al. (2013). Farmacología básica y clínica. 12ª ed. Editorial Mc Graw Hill;



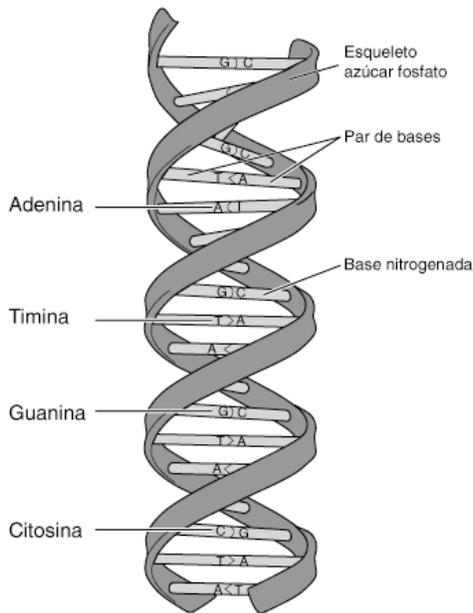
**UADY**  
UNIVERSIDAD  
AUTÓNOMA  
DE YUCATÁN  
"Luz, Ciencia y Verdad"

<b>MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DEL CURSO DE CIENCIAS FISIOLÓGICAS SEGUNDO AÑO</b>		
--	--	--

Código: M-FMED-LFIS-01	Revisión: 07	Página: 76 de 91
------------------------	--------------	------------------

Fecha de emisión: 24/10/08	Fecha de modificación: 08/08/17
----------------------------	---------------------------------

## **UNIDAD VII. CRECIMIENTO-DESARROLLO-MUERTE.**



## PRÁCTICA 24.

# EXTRACCIÓN DE ADN Y LECTURA DEL CÓDIGO GENÉTICO

### Primera etapa

#### OBJETIVO GENERAL

Analizar los conceptos teóricos relacionados con los resultados obtenidos de la extracción de ADN

#### OBJETIVOS ESPECÍFICOS

1. Obtener ADN de sangre obtenida de un voluntario ([ver](#))
2. Verificar que la extracción de ADN se realizó satisfactoriamente
3. Identificar por medio de análisis bioinformático el origen de las secuencias desconocidas.

#### INTRODUCCION

##### ÁCIDO DESOXIRRIBONUCLEICO

Frecuentemente abreviado ADN (y también DNA, del inglés *Deoxyribonucleic Acid*), constituye el principal componente del material genético de la inmensa mayoría de los organismos, junto con el ARN, siendo el componente químico primario de los cromosomas y el material en el que los genes están codificados. En las bacterias, el ADN se encuentra en el citoplasma mientras que en organismos más complejos, tales como plantas, animales y otros organismos multicelulares, la mayoría del ADN reside en el núcleo celular

Los componentes del ADN (polímero) son los nucleótidos (monómeros); cada nucleótido está formado por un grupo fosfato, una desoxirribosa y una base nitrogenada. El ADN lo



**MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DEL CURSO DE CIENCIAS FISIOLÓGICAS SEGUNDO AÑO**

Código: M-FMED-LFIS-01

Revisión: 07

Página: 78 de 91

Fecha de emisión: 24/10/08

Fecha de modificación: 08/08/17

forman cuatro tipos de nucleótidos, diferenciados por sus bases nitrogenadas divididas en dos grupos: dos purínicas (o púricas) denominadas adenina (A) y guanina (G) y dos pirimidínicas (o pirimídicas) denominadas citosina (C) y timina (T). La estructura del ADN es una pareja de largas cadenas de nucleótidos. Una larga hebra de ácido nucleico está enrollada alrededor de otra hebra formando un par entrelazado. Dicha hélice mide 3,4 nm de paso de rosca y 2,37 nm de diámetro, y está formada, en cada vuelta, por 10,4 pares de nucleótidos enfrentados entre sí por sus bases nitrogenadas. El rasgo fundamental es que cada base nitrogenada de una hebra "casa" con la base de la otra, en el sentido de que la adenina siempre se enfrenta a la timina (lo que se denomina A-T) y la guanina siempre a la citosina (G-C). La adenina se une a la timina mediante dos puentes de hidrógeno, mientras que la guanina y la citosina lo hacen mediante tres puentes de hidrógeno; de ahí que una cadena de ADN que posea un mayor número de parejas de C-G es más estable. Se estima que el genoma humano haploide tiene alrededor de 3.000 millones de pares de bases. Dos unidades de medida muy utilizadas son la kilo base (Kb) que equivale a 1.000 pares de bases, y la mega base (Mb) que equivale a un millón de pares de bases.

El modelo de doble hélice permite explicar las propiedades que se *esperan* del ADN:

- Capacidad para contener información: lenguaje codificado en la secuencia de pares de nucleótidos.
- Capacidad de replicación: dar origen a dos copias iguales.
- Capacidad de mutación: justificando los cambios evolutivos.

La función principal del ADN es codificar las instrucciones esenciales para fabricar un ser vivo idéntico a aquel del que proviene o casi similar, en el caso de mezclarse con otra cadena como es el caso de la reproducción sexual. Las cadenas de polipeptídicas codificadas por el ADN pueden ser estructurales como las proteínas de los músculos, cartílagos, pelo, etc., o bien funcionales como las de la hemoglobina o las innumerables enzimas del organismo. La función principal de la herencia es la especificación de las proteínas, siendo el ADN una especie de plano o receta para nuestras proteínas.

## CONOCIMIENTOS PREVIOS

Estructura de los ácidos nucleicos propuesta por Watson y Crick

Lisis celular

Proteinasa K

Electroforesis en gel

## MATERIALY EQUIPO

Jeringa de 10 ml

Liga

Torundero

Algodón

Alcohol al 70 %

Micro pipetas de 20-200 ml y de 100 a 1000  $\mu$ L



Tubo de tapa morada  
Vaso de precipitado  
Tubo Eppendorf de 1.5mL  
Puntas para micropipetas 200 $\mu$ L y 1000  $\mu$ L  
Microcentrífuga  
Incubadora a temperatura constante

### **MATERIAL BIOLÓGICO**

Sangre Humana

### **REACTIVOS**

- Kit comercial de extracción de ADN: DNA tissue kilt (Quiagen)

### **MÉTODOS Y PROCEDIMIENTOS**

1. Extraer 3ml de sangre de un voluntario
2. Colocar la sangre en un tubo con anticoagulante
3. Colocar en un tubo de 1.5ml, 20 $\mu$ l de proteinasa K, 100  $\mu$ l de sangre
4. Al mismo tubo agregar 100 $\mu$ l de PBS y 200 $\mu$ l de Buffer de lisis. Agitar vigorosamente.
5. Incubar la muestra a 56°C por 10 minutos
6. Agregar al tubo 200  $\mu$ l de Etanol absoluto
7. Colocar la muestra en la columna de purificación
8. Centrifugar por 1 minuto a 6,000rpm
9. Cambiar el tubo colector
10. Agregar 500  $\mu$ l de buffer de lavado 1
11. Centrifugar por 1 minuto a 6,000rpm
12. Cambiar el tubo colector
13. Agregar 500  $\mu$ l de buffer de lavado 2
14. Centrifugar por 1 minuto a 6,000rpm
15. Colocar la columna en un tubo limpio de 1,5ml
16. Agregar 100  $\mu$ l de buffer de elusión
17. Incubar la muestra a temperatura ambiente durante 5 minutos
18. Centrifugar la muestra por 1 minuto a 6,000rpm
19. Desechar la columna de purificación
20. La muestra ya está lista para trabajar
21. Cuantificar el ADN utilizando el espectrofotómetro



## **BIBLIOGRAFÍA**

1. Trudy Mckee, James McKee (2009) Bioquímica las bases moleculares de la vida, 4ª ed Mc Graw-Hill-interamericana.
2. J Koolman, K-H Röhm. Bioquímica Humana Texto y Atlas. 4ª edición 2012. Editorial Médica Panamericana.
3. Murray, R.K. & Harper. (2013)Bioquímica Ilustrada. 29ª ed. Mc Graw Hill Lance
4. Pierce B.A. (2010).Genética un enfoque conceptual. 3ªed. Editorial Panamericana. España
5. Lodish (2005).Biología Celular y Molecular 5ª ed. Editorial Panamericana.

## **Segunda parte:**

### **OBJETIVO GENERAL**

Conocer los principios así como técnicas básicas utilizadas en biología celular aplicada a la medicina

### **OBJETIVOS PARTICULARES**

Describir las técnicas básicas de biología molecular

Utilizar el software interactivo de reconocimiento de secuencias nucleotídicas BLAST

Con base en la secuencia proporcionada determinar el nombre común de cada una de las especies identificadas en la búsqueda

### **CONOCIMIENTOS PREVIOS**

Reacción en cadena de la polimerasa

Clonación de ADN

Enzimas de restricción

Extracción de ADN

### **EQUIPO**

Computadora con Internet

### **PROCEDIMIENTO**

Utilizando el BLAST (<http://blast.ncbi.nlm.nih.gov/Blast.cgi>), determinar a que corresponden a cada una de las secuencias proporcionadas, así como definir el nombre común de cada uno de las especies identificadas en la búsqueda



**MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DEL CURSO DE CIENCIAS FISIOLÓGICAS SEGUNDO AÑO**

Código: M-FMED-LFIS-01

Revisión: 07

Página: 81 de 91

Fecha de emisión: 24/10/08

Fecha de modificación: 08/08/17

**Secuencia 01**

1 ccctaaccct aaccctaacc ctaaccctaa ccctaaccag tacagtagca caccogtaca  
61 ccagtagcag agtacaccgt cacgcaccgg tccaggtgga gaggggtgctg ctgtgcaagg  
121 aatcagtgga gatataaac ctaaccctaa ccctaaccct aaccctaacc agtacagtag  
181 cacaccggta caccagtaca gtagtacacc gtcacgcacc cgtccaggtg gagaggggtg  
241 cgctgtgcaa ggaatcagtg gagatataaa ccctaaccct aaccctaacc ctaaccctaa  
301 ccctaaccct aaccctaacc agtacagtag cacaccogta caccagtaca gtagtacacc  
361 gtcacgcacc cgtccaggtg gagaggggtg cgctgtgcaa ggaatcagtg gagatataaa  
421 ccctaaccct aaccctaacc ctaaccctaa ccctaaccct aaccctaacc agtacagtag  
481 cacaccggta caccagtaca gtagtacacc gtcacgcacc cgtccaggtg gagaggggtg  
541 cgctgtgcaa ggaatcagtg gagatataaa ccctaaccct aaccctaacc ctaaccctaa  
601 ccctaaccct aaccctaacc ctaaccctaa ccagtacagt agcacaccgg tacaccagta  
661 cagtagtaca ccgtcacgca cccgtccagg tggagagggg gtcgctgtgc aaggaatcag  
721 tggagatata aaccctaacc ctaaccctaa ccctaaccct aaccctaacc ctaaccctaa  
781 ccagtagcag agcacaccgg tacaccagta cagtagtaca ccgtcacgca cccgtccagg  
841 tggagagggg gtcgctgtgc aaggaatcag tggagatata aaccctaacc ctaaccctaa  
901 ccctaaccct aaccctaacc agtacagtag cacaccogta caccagtaca ctagtacacc  
961 gtcacgcacc cgtccaggtg gagaggggtg cgctgtgcaa ggaatcagtg gagagagaac  
1021 cctagcccgt gcctgtacgc atacacctac tctacatata cctgcagcac acagcacagc  
1081 cgcacttaca cgcgccacag caacgcgccc actcagtcac ccgagcacgg ccaccgcctc  
1141 aagcttgccc cacacacatc cgccccccc cgccgaggtc gcctgcgaga cgctccatt  
1201 gtcccaccca gcacgcccgt caccgcgct gctggcactc aggtcccct caccaccagc  
1261 acagtcaggg ccggctgaga tgcgctccag gcgcgcgac acttcgccc tcatatcagc  
1321 cgcacacag tgtccacggg cgcaggtggc gccggcgcaa caccatcctc gacatggccg  
1381 ccgacaccag cagcagtgca cagctccgac atccccctac gtcgtaggtg ctgacccccg  
1441 tcaccatcag aggtggctcc gcgtcagcag agggatagcg gggctgctcg gcttccctac  
1501 agactgaaaa tacacggcgc cctgtcatac cacgcgctga gtgtcccag tgtcatccgg  
1561 ggggtggaga gcagaagcaa gagaaaagca agaagcaggg caaagaatat atctatggat  
1621 gtgtgcaaga gcaactcggg gcacagcgc gtctctgtag agtatgtggc cttgcttgca  
1681 gagggcgcgc atgacatcgc acgcagtcac gctcttcgcg tgtgttctcc atgttgcca  
1741 tgcgaagcc ccagagggag gataaaggca tgcagaaccg tcttctcgga cttctggcga  
1801 tcctcggcag aagcgaagcg atttcctgg gccacgggtg atgctgtgg ttgtgtgtgg  
1861 tgggaatggc atgtgaaagg gaacaaaagg tcagcagtg tctgcggggc ggtgcatca  
1921 aagcacaaga cagcagggcg ggtgtaaaga gggacgag gcgatgtat gaaaggaccg  
1981 agggaaaggc cggagatgac gacggggcac gccacgcgt tgctaaagc agcctgtttc  
2041 aagagatgcc gcgagcctgt gccctcctc tggcacgtca aggagggagg cggcccacat  
2101 ctggtttctt ttccgggatg gtgaagcagg acagttgttg tgagaacaac cggtagggcc  
2161 tcgcagggaa gcaaaaactag tgcagagtgc aacacaggag tgcagaccg agctctgcta  
2221 gttttctgtc cattacacgg ggtagcgtta agaggaaaag aacacgaaag acgatgcaaa  
2281 gggccacgcc gtgtggcggc tatgtcgggg agtccatcgt gaggcgaagg ctgacccccca  
2341 tgccctgtag ctcttgata agtagcttga aggcgtagg catgttcacc ttggaggtag  
2401 tccccttggg tttgcagtag gtacagcgat tgtgttagcc gaggttaccg cacacgtggc  
2461 aatgtccgc cgtgaacatg tcggagctga tgagaagtcg ctggttgagg aggttgagc  
2521 caccgtagcc aaccatgcag tcgcgctca tttaccaaac gcggagacca ccaactgcgag  
2581 accgaccctc ggttgctgg cgagtgaaca tcgaccgtgg cccggtcgag cggcgtgca  
2641 tctgtctgt gaccatgtgc ttaaggcgt ggtagtaaat gggcccaag aaaacgtagc  
2701 cctgcattaa ctgcgccgtg atgcccgaat aaaagacatc cttgcccgtg tagttgtagc  
2761 caaaggagag gagctgctgg ctgatgctgt ctgcccattc gccgccaag gctgtgccgt



**MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DEL CURSO DE CIENCIAS FISIOLÓGICAS SEGUNDO AÑO**

Código: M-FMED-LFIS-01

Revisión: 07

Página: 82 de 91

Fecha de emisión: 24/10/08

Fecha de modificación: 08/08/17

**Secuencia 02**

1 caagtcgagc ggagtagcaa tacttagcgg cgaacgggtg agtaaacacgt ggtaaatcct  
61 cctccgaatc tgggataact ttccgaaagg aaagctaata ccgatagtt ctattggatc  
121 acaggatttg atagataaag gtttactggt cggagatgag cccgcgccg attagctagt  
181 tggtaggta atggctcacc aaggcgacga tcgtagccg gcctgagagg gtgtccggcc  
241 acaatggaac tgagacacgg tccatactcc tacgggaggc agcagttaag aatcttgctc  
301 aatgggagca agcctgaagc agcgacgcc cgtgaacgaa gaaggtcttc ggattgtaaa  
361 gttcagtaag cagggaaaaa taagcagcaa tgtgatgatg gtacctgcct aaagcaccgg  
421 ctaactacgt gccagcagcc gcgtaatac gtatggtgca agcgttggtc ggaatcattg  
481 ggcgtaagg gtgctaggg ggacatgtaa gtcaggtgtg aaaactgggg gctcaaccct  
541 cagcctgcac ttgaaactat gtgtctggag tttgggagag gcaagtggaa ttccaggtgt  
601 agcggtgaaa tgcgtagata tctggaggaa caccagtggc gaaggcgact tgctggctca  
661 aaactgacgc tgaggcacga aagcgtgggt agtaaacggg attagatacc ccgtaatcc  
721 acgcccataa cgttgtctac cagttgttg gggttttaac cctcagtaac gaacctaacg  
781 gattaagtag accgcctggg gactatgctc gcaagagtga aactcaaagg aattgacggg  
841 ggtccgcaca agcggtagg catgtggttt aattcgatga tacgcgaaaa acctcacctg  
901 ggcttgacat ggagtggat catatagaga tatatgagcc ttcgggccc ttcacaggtg  
961 ctgcatgggt gtcgtcagct cgtgtcgtga gatgttgggt taagtcccgc aacgagcgca  
1021 acccctatcg tatgttgcta ccatttagtt gggcactcgt acgaaactgc cggtgacaaa  
1081 ccggaggaag gcggggatga cgtcaaatcc tcatggcctt tatgtccagg gccacacacg  
1141 tgctacaatg gccgatacag aggggtgcca actcgaaga gggagctaact ctctaaaagt  
1201 cgggccagt tcggattgga gtctgcaact cgactccatg aagtcggaat cgtagtaat  
1261 cgcgatcag catgcccggt tgaatacgtt cccggacct gtacacaccg cccgtcacac  
1321 cacctgagtg gggagcacc gaagtgggt

**Secuencia 03**

1 tctcacctcg gaagaagcgg tgcgtggcgt gaccaaagag atccgtattc cgacgctgga  
61 ggagtgcgac gtttgccacg gcagcggcgc gaaagctgggt acgcaaccgc aaacctgtcc  
121 gacctgcat gtttctggtc aggtacagat gcgcagggga ttctttgctg tacagcagac  
181 ctgcccacac tgtaggggccc gcggtacgct gatcaaagat ccgtgccata aatgtcacgg  
241 tcatggcgt gttgaaaaga gtaaaactct gtcggttaa atcccggcgg gcgtggatc  
301 cggcagatcgt attcgtctgg caggcgagg cgaagcgggc gagcatggcg caccggcagg  
361 cgactgtac gttcaggtcc aggtgaaaca acaccctatt ttcgagcgtg aaggcaataa  
421 tctttattgc gaagtgccga tcaactttgc gatggcggcg ctccggcggg aaattgaagt  
481 gccgacgta gatggtcgg tgatgctgaa agtaccgagc gaaacacaaa cgggcaagct  
541 gttccgtatg cgcgcaaaag gcgtgaagtc cgtaccgggt gccgagcagg gcgatttgct  
601 gtgcccgtg gttagttgaaa cgccggtcgg tctgagcgaa aaacagaagc aattgctaaa  
661 agatcttcag gaaagtgtt gcggcccagc gggagagaaa aacagcccgc gttcaaaaa

**Secuencia 04**

1 tgggggagc gctgactggt gaattgccat gccaggagc gactcctcca ccatcggggc  
61 cttctactgc tatacatggc attggtggag gcgtggagag ccaactcca gctaggtctc  
121 tgaggataat tcacagatgc acacagccaa gatggtttct caaggaaaac agttaaactc  
181 ctcacatccc tgagggtcag ggatcaagag gccatataatg aactaccgt gaagggtttg  
241 ggaggctgcc atcaaagact cccaacaagc atatgcctgg tggccagaca ctgcaatgct  
301 attgctgagg gaagccactc tctcccccac cacaccgacc ctctgtctg cagcctttcc  
361 agggagcaag aaaacagtga cgagaagaag acagctctgg ttgcaactct gcttctgga  
421 tctctccagt tctatctatt ggcagagcag cacatctaga ccctggctg caggcatgtc  
481 ttagaaatgt ggcccttgc atccactgag tgtgacatag acattgagca cacagtccac  
541 ctagagaga ggtagaaaa aatgctgaac acttgttcta aaccaaacac aaatctgacg



**MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DEL CURSO DE CIENCIAS  
FISIOLÓGICAS SEGUNDO AÑO**

Código: M-FMED-LFIS-01

Revisión: 07

Página: 83 de 91

Fecha de emisión: 24/10/08

Fecha de modificación: 08/08/17

601 ttgggctga cttgaattct tttcatgttt tgattttttt taatatttat ttttgtatgt  
661 atttcacata taagtactgt atttatataa tttccccttc ttctcctccc tccaactcct  
721 gagttccttg ctacacatac tcctcaaatt catggcctct tcttctctt tttttaaata  
781 aaagatttac ttatctgtgt attttatgta tacaggttct ttgtctttgt gtacatctga  
841 ataccagaaa aggacatcag atcctgttgt agggagctgt gggttgacg tgagtgtgta  
901 gaatcctact tagggcctgt ggaagagcat ccaggactcc ttaccattga atcatctctc  
961 tagcccctgg cctcttattc tttattattg ttacacatat acatatgcat ttataaatac  
1021 atcctctgag ataactgagt gttgctcata tgtggttagg aatgacctct tgggattgga  
1081 tagcctatca gggggctcat cccaggagaa gactaattct tggtttctta gcaactatta  
1141 attgccatc gttctccatc taggggtgga gccttgtgag aattccccca cccatgctgt  
1201 catgtctata ggtgctgca ttttcagggt cttgtttcgt caacaacatg gttgccattc  
1261 cctgggtgct gcttcctgt cgtatagaag acatggctcc ccagcagatg ttctggctct  
1321 ctgggtttta taatctttct gtcccctcta cctctatggt atgtgaacct taggagttgg  
1381 ggttgtgttg tagatgtatc agttgggggt gggttccccg tggtcogtgg tctgttgttc

### Secuencia 05

1 tgcttacaat aatatccacc acccaagcaa gttagtgtg agagcagact tacattgttt  
61 caagcataaa attgagcaa agtgggaaga tcctgtatgt gccaatggag ggacatggaa  
121 aatgagttt tcaaaggta aatctgatac cagctggcta tatabcggat gccgaggata  
181 ctgccatcca gctcgtagt attggtcact ctagtaatat tttttctgt taagctataa  
241 tctcaactct tgttttctca tatgggatta ttgtagctgc ttgcaatgat tggacatcaa  
301 ttcgatcatg aagatgaaat ttgtggagca gtagttagtg tcagaggtaa gggagaaaaa  
361 atatctttgt ggaccaagaa tgctgcaaat gaaacggctc aggtaatttt gtttttattt  
421 atgggtgctga tgaccgggtt tgtcattttt ggggatcaaa cggacagata ttttctttgt  
481 gtacatactt tagtgctgac gtttatttca gatataacct gatatacatc gtactattga  
541 ggatattaga agttaagagg ggaagtcac agttatatca cgtggtttca ctattattta  
601 tattcttagg taatagagga tatctcaaac ttcgccacac tgtgtgtttg tccaacttta  
661 ttgcttttga tagtgaatta ctatcatgag taaaagattt agctggtagc taaaagaaa  
721 tatgcttata gatgaagggg agtgggt

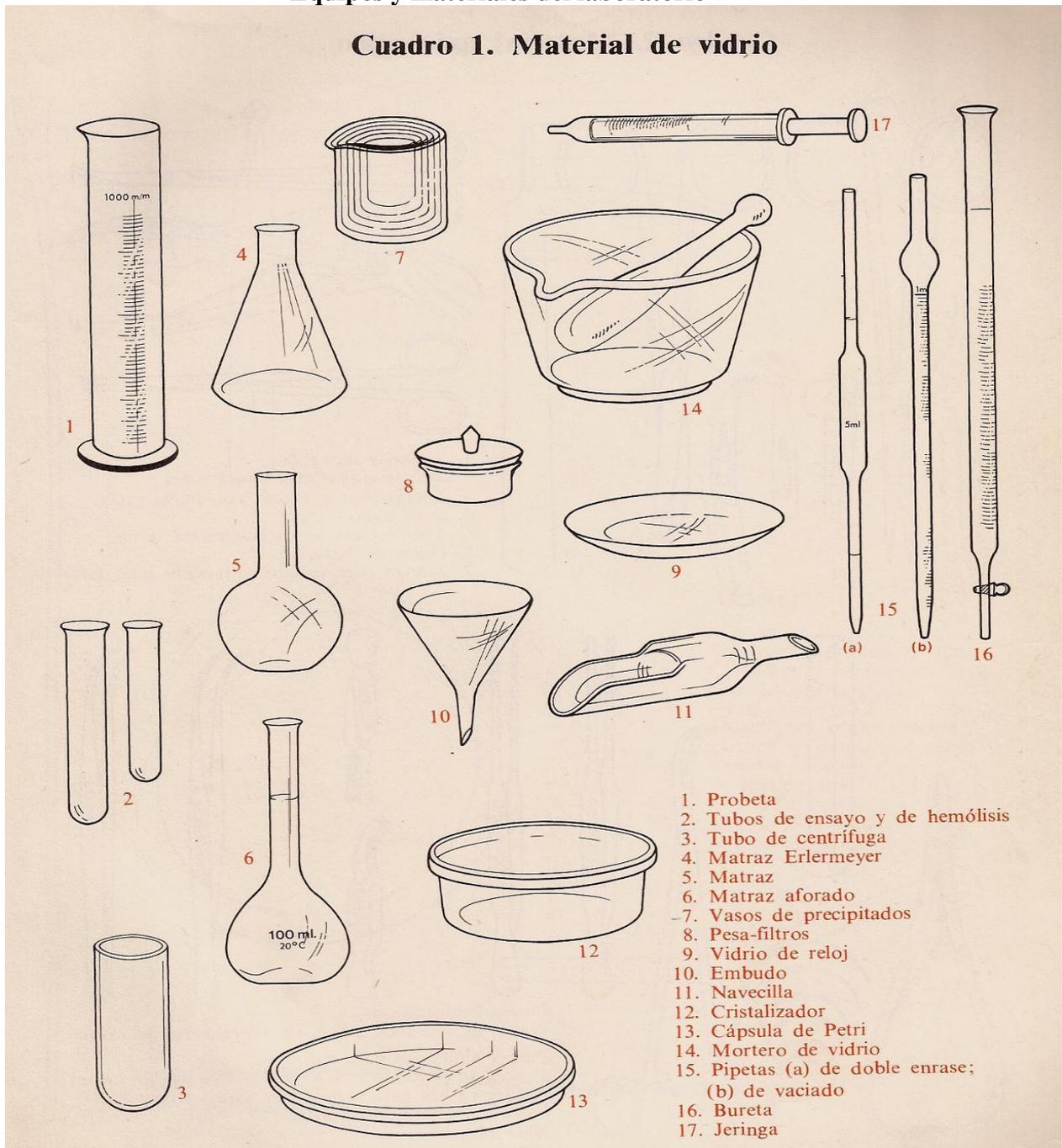
### BIBLIOGRAFÍA

1. J Koolman, K-H Röhm. Bioquímica Humana Texto y Atlas. 4a edición 2012. Editorial Médica Panamericana.
2. Trudy Mckee, James McKee (2009) Bioquímica las bases moleculares de la vida, 4ª ed Mc Graw-Hill-interamericana.
3. Murray, R.K. y Harper. (2013) Bioquímica Ilustrada. 29ª ed. Mc Graw Hill Lance
4. Pierce B.A. (2010). Genética un enfoque conceptual. 3ª ed. Editorial Panamericana. España
6. Lodish (2005). Biología Celular y Molecular 5ª ed. Editorial Panamericana.



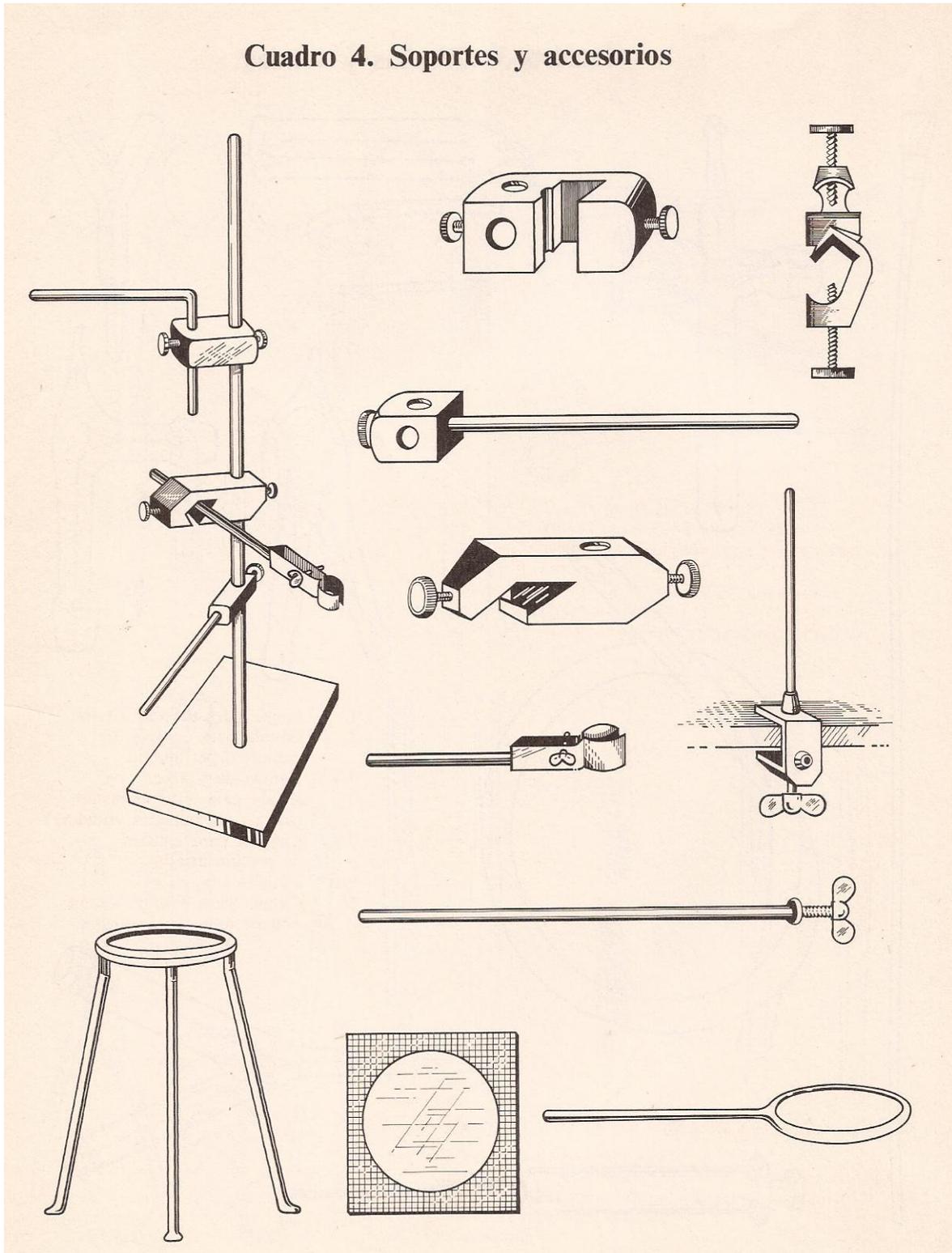
**APÉNDICE A**  
**Equipos y materiales del laboratorio**

**Cuadro 1. Material de vidrio**



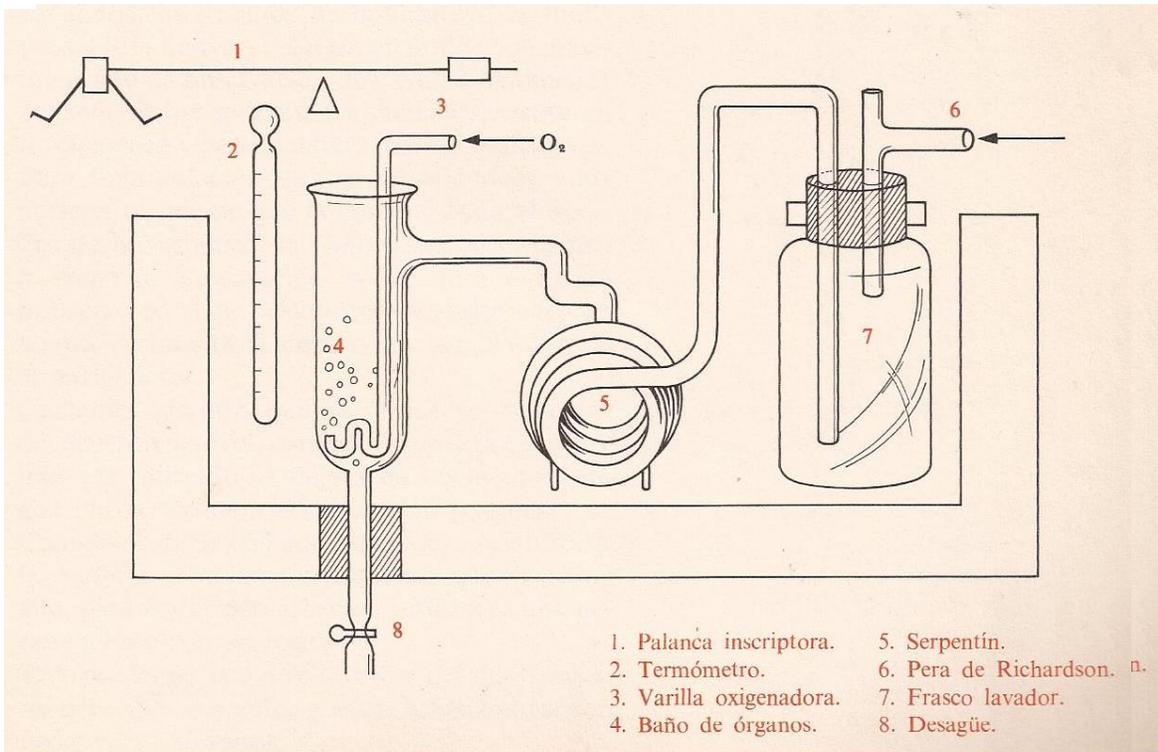


### Cuadro 4. Soportes y accesorios





### CUADRO 5. BAÑO DE ÓRGANOS





**MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DEL CURSO DE CIENCIAS FISIOLÓGICAS SEGUNDO AÑO**

Código: M-FMED-LFIS-01

Revisión: 07

Página: 87 de 91

Fecha de emisión: 24/10/08

Fecha de modificación: 08/08/17

**5.- DOCUMENTOS DE REFERENCIA**

Código	Nombre del documento	Lugar de almacenamiento
F-FMED-LFIS-01	Calendario de prácticas	Archivos del Responsable del Laboratorio de Ciencias Fisiológicas.
L-FMED-LFIS-01	Lineamientos del Laboratorio de Ciencias Fisiológicas (Formato electrónico).	Archivos del Responsable del Laboratorio de Ciencias Fisiológicas.
N/A	Reglamento Interior de la Facultad de Medicina (Formato electrónico).	Archivos del Responsable del Laboratorio de Ciencias Fisiológicas.
N/A	NORMA OFICIAL MEXICANA NOM-087-SEMARNAT-SSA1-2002, PROTECCIÓN AMBIENTAL (Formato electrónico).	Archivos del Responsable del Laboratorio de Ciencias Fisiológicas.
N/A	NORMA Oficial Mexicana NOM-087 Residuos peligrosos biológico-infecciosos (Formato electrónico).	Archivos del Responsable del Laboratorio de Ciencias Fisiológicas.
N/A	NORMA Oficial Mexicana NOM-062-ZOO-1999, Especificaciones técnicas para la producción, cuidado y uso de los animales de laboratorio (Formato electrónico).	Archivos del Responsable del Laboratorio de Ciencias Fisiológicas.
NA	Lista de cotejo de desempeño	Archivos del Responsable del Laboratorio de Ciencias Fisiológicas.
NA	Lista de cotejo de reporte	Archivos del Responsable del Laboratorio de Ciencias Fisiológicas.



**MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DEL CURSO DE CIENCIAS FISIOLÓGICAS SEGUNDO AÑO**

Código: M-FMED-LFIS-01

Revisión: 07

Página: 88 de 91

Fecha de emisión: 24/10/08

Fecha de modificación: 08/08/17

NA	Lista de cotejo de la bitácora	Archivos del Responsable del Laboratorio de Ciencias Fisiológicas.
----	--------------------------------	--

## 6.- GLOSARIO

**Práctica Tradicional.** La que se desarrolla en el laboratorio utilizando equipos, materiales, reactivos y material biológico (rana, sangre y orina).

**UADY.-** Universidad Autónoma de Yucatán

**RPBI.-** Manejo de Residuos Peligrosos Biológico-Infeciosos

## 7.- CONTROL DE REVISIONES

Nivel de revisión	Sección y/o página	Descripción de la modificación y mejora	Fecha de modificación
01	Reglamento Página 3	Se modificó el inciso 5.	Junio del 2010
02	Página 9  Página 21 Página 37  Página 81	<ul style="list-style-type: none"><li>Se integró las dos prácticas de inducción al laboratorio de Ciencias Fisiológicas en una sola.</li><li>Se agregó práctica de farmacocinética.</li><li>Se agregó la realización del EEG en la práctica de reflejos</li><li>Se integró las dos las prácticas de la etapa de Crecimiento, desarrollo y muerte en una sola</li></ul>	Junio del 2011
03	Página 27	<ul style="list-style-type: none"><li>Se eliminó práctica de postura y equilibrio en la rana</li></ul>	Junio del 2012
04	Introducción Página 1. Reglamento Página 2 y3.	<ul style="list-style-type: none"><li>Se explica las razones para utilizar simuladores en el laboratorio de Ciencias Fisiológicas.</li><li>Se modificaron los incisos 2, 6, 12 y 14.</li></ul>	Junio del 2013



**MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DEL CURSO DE CIENCIAS FISIOLÓGICAS SEGUNDO AÑO**

Código: M-FMED-LFIS-01

Revisión: 07

Página: 89 de 91

Fecha de emisión: 24/10/08

Fecha de modificación: 08/08/17

	<p>Página 23 y 27</p> <p>Todo el documento</p>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Se agregó inciso el inciso 15</li> <li>• Se realizan en forma independiente la práctica de reflejos y EEG.</li> <li>• Se actualizó bibliografía</li> </ul>	
05	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Medidas de seguridad</li> <li>• Índice y página 41</li> <li>• Índice y página 23 y 33</li> <li>• Reglamento, pag. 4</li> <li>• Páginas 78, 89 y 111</li> <li>• Apéndices</li> <li>• Todo el documento</li> <li>• Contenido del reporte</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Se elimina las medidas de seguridad referente al manejo de ratas.</li> <li>• Se eliminó una práctica con physioex y una de ratas</li> <li>• Se sustituye una práctica simulada con physioex por una real con fisiógrafo Biopac</li> <li>• Se sustituye la práctica de esfuerzo físico con la de ejercicio aeróbico.</li> <li>• Se agrega que debe apagar los equipos eléctricos al término de las prácticas</li> <li>• Se agregó dos práctica con humanos; Curva de tolerancia a la glucosa y Sistema sensitivo.</li> <li>• Se eliminó apéndices referentes a Unidades de Medida, Soluciones, Manejo de Estimuladores y uso de balanza granataria</li> <li>• Se agregan las listas de cotejo para la evaluación de las prácticas del laboratorio.</li> <li>• Se agregan las listas de cotejo para la evaluación de las prácticas del laboratorio.</li> <li>• Se agregan como apéndices las prácticas del Fisiógrafo Biopac</li> <li>• Se corrigen inconsistencias de lo que se realiza y lo que estaba en el manual de prácticas.</li> <li>• Se corrige material y/o equipos necesarios en las prácticas.</li> <li>• Se agrega especificar objetivo de la práctica</li> </ul>	Julio de 2015



**MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DEL CURSO DE CIENCIAS FISIOLÓGICAS SEGUNDO AÑO**

Código: M-FMED-LFIS-01

Revisión: 07

Página: 90 de 91

Fecha de emisión: 24/10/08

Fecha de modificación: 08/08/17

06	<p>Pág. 3</p> <p>Pág. 4</p> <p>Pág. 5</p> <p>Pág. 11</p> <p>Págs. 18,54,56 y 70.</p> <p>Pág. 89</p> <p>Pág. 93.</p>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Cambia nombre del responsable del laboratorio y coordinador de ciencias básicas.</li> <li>• La práctica de sistema sensitivo será solo real, se elimina la parte complementaria con physioex.</li> <li>• Se elimina práctica de physioex de músculo esquelético y se agrega de electromiografía con fisiógrafo BIOPAC.</li> <li>• Se agrega hacer el electroencefalograma con fisiógrafo BIOPAC, además de la demostración tradicional.</li> <li>• Desaparece la unidad VI de Nefrología-Hematología, quedando en total VI (antes VII).</li> <li>• Las prácticas de Nefrología pasan a la Unidad V Digestión – Nutrición – Metabolismo – Excreción.</li> <li>• Las prácticas de hematología pasan a la Unidad IV Cardiología-Respiratorio-Hematología.</li> <li>• Se agrega la práctica de índice glucémico.</li> <li>• Se agrega hipervínculos para las prácticas con fisiógrafo Biopac y anexos.</li> <li>• Se agregan hipervínculos sobre: a) técnica para desinfectarse las manos, b) para escribir bibliografía según el Comité Internacional de Directores de Revistas Médicas y c) para las listas de cotejo de evaluación de desempeño, reporte y bitácora</li> <li>• Se agrega hipervínculos para información complementaria a las prácticas.</li> <li>• Se especifica que los formatos para evaluación del desempeño, reporte y bitácora, no tendrán códigos.</li> <li>• Se cambia nombre de responsable del laboratorio de Ciencias Fisiológicas.</li> </ul>	Julio 2016
----	---	--	------------



**MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO DEL CURSO DE CIENCIAS FISIOLÓGICAS SEGUNDO AÑO**

Código: M-FMED-LFIS-01

Revisión: 07

Página: 91 de 91

Fecha de emisión: 24/10/08

Fecha de modificación: 08/08/17

07	Pág. 69	<ul style="list-style-type: none"><li>• Se elimina la práctica de fisiología y farmacología del músculo liso</li><li>• Se agrega la práctica de metabolismo en el ejercicio</li></ul>	
----	---------	---	--

**Nota: Ésta sección será utilizada a partir de la primera modificación a este documento. La revisión 00, se mantendrá en blanco.**

**Elaboró**

ME. Emilio Felipe Pavía Carrillo  
Responsable del Laboratorio de  
Ciencias Fisiológicas

**Revisó**

Dr. Ramón Esperón Hernández  
Secretario Académico

**Aprobó**

M.C. Guillermo Storey Montalvo  
Director de la Facultad de  
Medicina

**Las firmas avalan la responsabilidad de las personas que: elaboran el documento, revisan su adecuación y aprueban para su implementación dentro del Sistema de Gestión de la Universidad Autónoma de Yucatán.**