



**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.  
2013**

**M-FMED-LFIS-01/REV: 06**

**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE  
YUCATÁN  
FACULTAD DE MEDICINA**



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

**COORDINADORA DE CIENCIAS FISIOLÓGICAS  
M.E.S. María Ileana Díaz Cervera**

**RESPONSABLE DEL LABORATORIO DE  
CIENCIAS FISIOLÓGICAS  
Dr. José Luis Torres Escalante**

Mérida, Yucatán  
2013

**Índice**  
**(Incluye las prácticas simuladas con Physioex)**

	<b>Página</b>
1. Introducción	1
2. Reglamento del laboratorio	3
3. Normas generales	4
4. Medidas de seguridad	6
5. Contenido del informe de la práctica	7
6. Como organizar el estudio del laboratorio	8
<b>7. Subunidad: Principios Básicos de la Vida Humana</b>	<b>9</b>
8. Práctica Inducción al Laboratorio de Ciencias Fisiológicas	10
9. Práctica Mecanismo de Transporte Celular y Permeabilidad. <b>En: PhysioEx 9, ejercicio 1, (página 1).</b>	-
10. Práctica Neurofisiología del Impulso Nervioso. <b>En: PhysioEx 9, ejercicio 3, (página 39).</b>	-
11. Práctica Análisis de los Datos y Gráficos en la Farmacocinética y Farmacometría.	17
<b>12. Subunidad IIA Nervioso-Locomotor</b>	<b>22</b>
13. Práctica Reflejos en el Hombre, Postura y Equilibrio	23
14. Práctica Electroencefalograma.	27
15. Práctica Fisiología del Músculo Esquelético. <b>En: PhysioEx 9, ejercicio 2, (página 19).</b>	-
<b>16. Subunidad IIB Endocrino-inmunológico</b>	<b>29</b>
17. Práctica Fisiología del Sistema Endocrino 1 <b>En: PhysioEx 9, ejercicio 4, (página 67).</b>	-
18. Práctica Fisiología del Sistema Endocrino 2 <b>En: PhysioEx 9, ejercicio 4, (página 74).</b>	-
19. Práctica Variaciones Cíclicas de la Temperatura Corporal y Determinación de Gonadotropina Coriónica Humana	30
20. Práctica Tipificación Sanguínea en Humanos. y Determinación del Grupo Sanguíneo. <b>Además en: PhysioEx 9, ejercicio 11, (página 189).</b>	36

	<b>Página</b>
<b>21. Subunidad IIIA Digestión-Metabolismo</b>	38
22. Práctica Digestión de Nutrientes.	-
<b>En: PhysioEx 9, ejercicio 8, (página 135).</b>	
23. Práctica Digestión de Proteínas	39
24. Práctica Absorción de Glucosa por el Intestino Delgado de Rata.	41
25. Práctica Fisiología y Farmacología del Músculo Liso.	44
<b>26. Subunidad IIIB Cardio-Respiratorio</b>	47
27. Práctica Fisiología Cardiovascular.	-
<b>En: PhysioEx 9, ejercicio 6, (página 107).</b>	
28. Práctica Actividad Eléctrica del Corazón Humano.	48
29. Práctica Esfuerzo Físico Método de Bruce.	52
30. Práctica Espirometría y Movimientos Respiratorios en Humanos. y Mecanismo del Sistema Respiratorio.	54
<b>Además en: PhysioEx 9, ejercicio 7, (páginas 121).</b>	
<b>31. Subunidad IIIC Nefrología-Hematología</b>	57
32. Práctica Fisiología del Sistema Renal I	-
<b>En: PhysioEx 9, ejercicio 9, (página 156).</b>	
33. Práctica Fisiología del Sistema Renal II	-
<b>En: PhysioEx 9, ejercicio 10, (página 162)</b>	
34. Práctica Capacidad de Concentración y Dilución Urinaria	58
35. Práctica Anticoagulantes	62
<b>36. Sub. unidad IV Crecimiento-Desarrollo-Muerte</b>	64
37. Práctica Extracción de ADN y lectura del Código Genético	65
38. Apéndices	71
39. Apéndice A. Manejo de animales.	72
40. Apéndice B. Unidades de Medida.	78
41. Apéndice C. Soluciones.	89
42. Apéndice D. Fisiógrafo.	101
43. Apéndice E. Manejo de Buretas.	107
44. Apéndice F. Método para la extracción de sangre	109
45. Apéndice G. Manejo de balanza granataria	111
46. Apéndice H. Manejo de estimuladores.	111

# 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. En la mayoría de los casos son prácticas cruentas y difíciles de realizar por el propio estudiante. 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 las 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 en este ciclo escolar 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.

## **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.

## **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 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.
- En las prácticas donde se manejen ratas se deberá utilizar guantes gruesos.
- Las ratas utilizadas para las prácticas de laboratorio únicamente deben provenir del bioterio del Centro de Investigaciones Regionales Dr. Hideyo Noguchi de la UADY.
- En caso de mordedura por algún animal favor de informar inmediatamente al maestro para tomar las medidas correspondientes.

## CONTENIDO DEL INFORME DE LA PRÁCTICA

Presentación de resultados

Análisis

Conclusiones

Bibliografía.

\*NOTA: a continuación se presenta un modelo TABLA 1 (Requisitos para la presentación del informe del laboratorio), en el cual se describe paso a paso cada uno de los apartados

TABLA 1  
Requisitos para la presentación del informe del Laboratorio

El informe del laboratorio deberá contener los siguientes elementos:

Presentación de resultados	Esta sección presenta los hechos (resultados) de forma descriptiva. Los resultados pueden presentarse en forma de tablas y figuras. El autor tiene la libertad de utilizar la organización que mejor sea para lograr los objetivos del estudio.
Análisis	En esta sección el alumno trata de explicar porque obtuvo esos resultados y no otros. Así como compararlos con los resultados obtenidos por otros investigadores.
Conclusiones	Pueden ser descriptivas o inferenciales. Afirmación que generaliza un resultado. Redactada como conclusión. Que la conclusión este de acuerdo a los resultados obtenidos.
Referencias bibliográficas	De <u>LIBRO</u> Todas y cada una de las referencias aparecerán alfabéticamente. Todas las citas se ajustarán a la siguiente norma: Autor (apellido -sólo la primera letra en mayúscula-, coma, inicial del nombre y punto; en caso de varios autores, se separan con coma y antes del último con una “y”), año (entre paréntesis) y punto, título completo (en letra cursiva) y punto; ciudad y dos puntos, editorial. Apellido, I., Apellido, I. Y Apellido, I. (1995). <i>Título del libro</i> . Ciudad: Editorial.

## 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.

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.

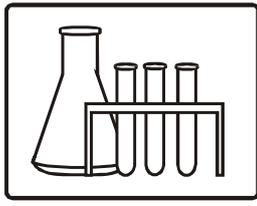
### DURANTE LA PRÁCTICA

- 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 en equipo.

# **PRINCIPIOS BÁSICOS DE LA VIDA HUMANA**



## **PRÁCTICA**

### **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.

Interpretar 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.

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 Ratas y 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.

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

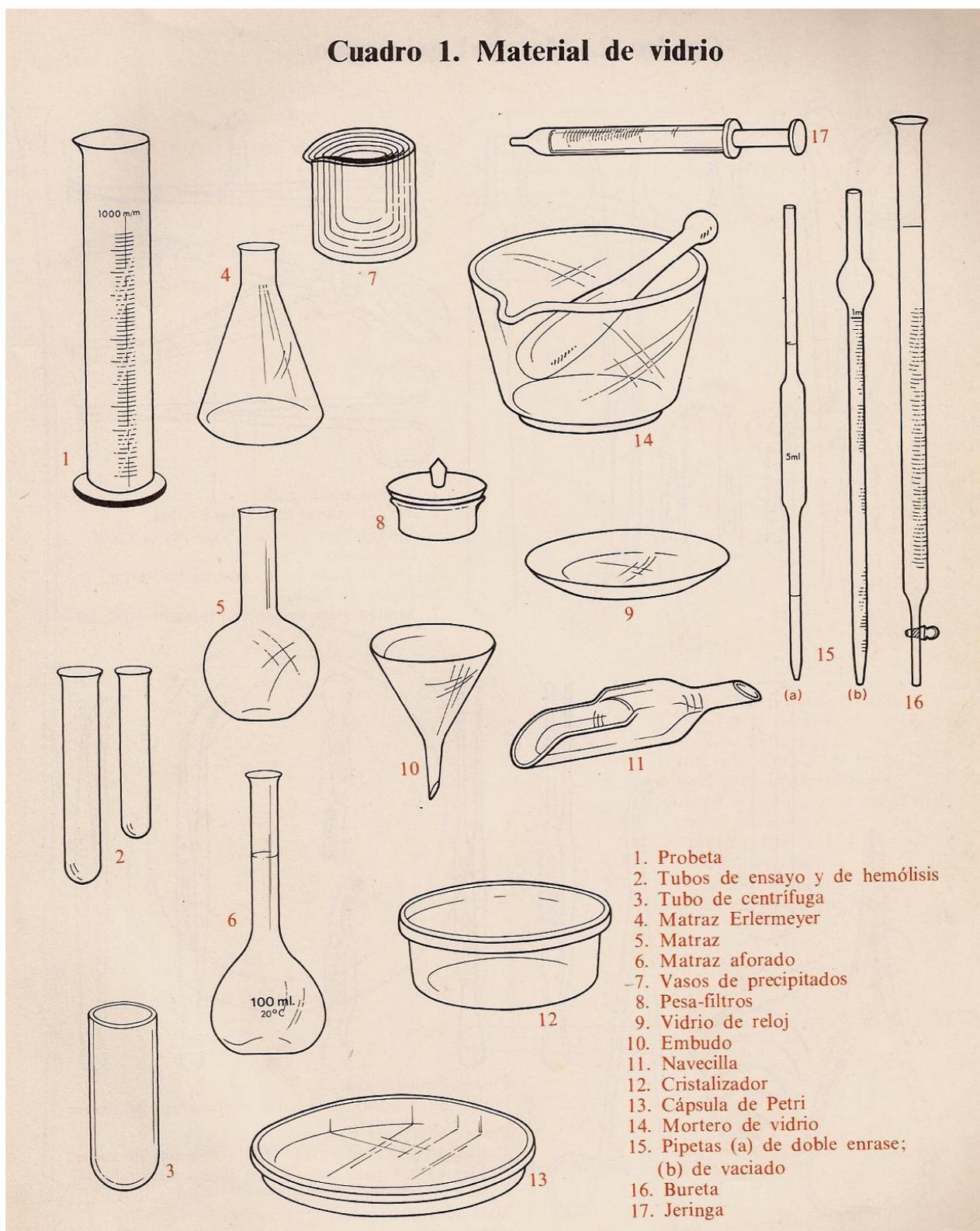
- **In vivo.** Cuando se utiliza al animal íntegro, vivo, consciente o inconsciente para registrar los cambios que ocurren en el animal como un todo.
- **In situ.** Cuando se utilizan animales conscientes o inconscientes, sometidos a cirugía para exponer, sin separar, algunos de sus órganos o tejidos 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.
3. Slobodanka, (2000). El uso de animales en la Investigación Biomédica. Revista de divulgación y tecnología de la Asociación y ciencia Hoy.

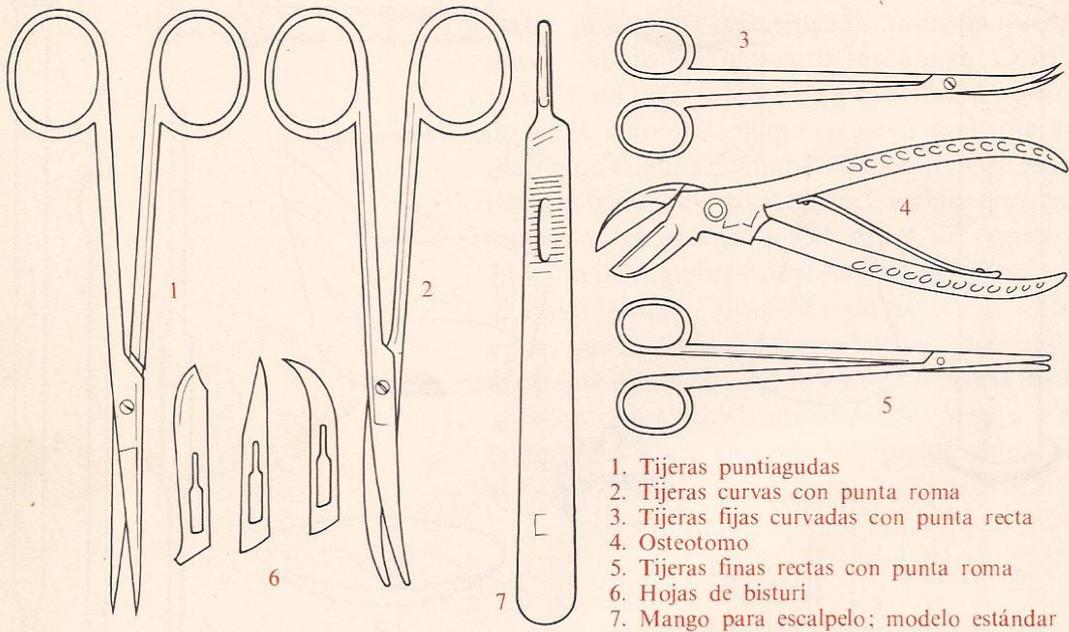
**ANEXOS**  
**Equipos y materiales del laboratorio**

**Cuadro 1. Material de vidrio**

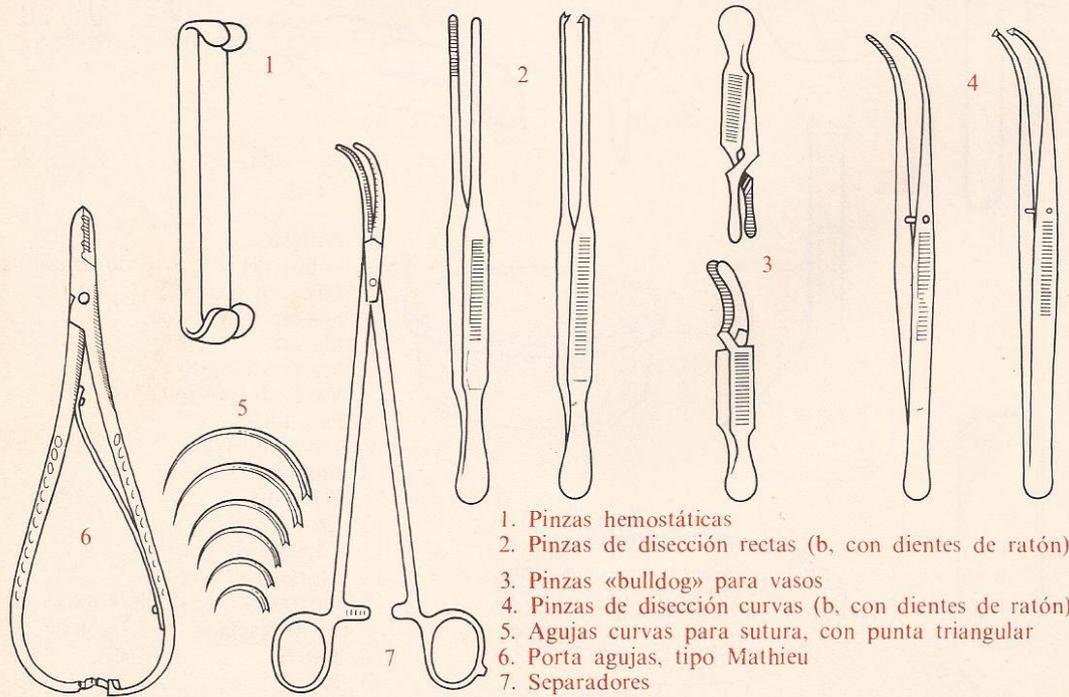


1. Probeta
2. Tubos de ensayo y de hemólisis
3. Tubo de centrifuga
4. Matraz Erlenmeyer
5. Matraz
6. Matraz aforado
7. Vasos de precipitados
8. Pesa-filtros
9. Vidrio de reloj
10. Embudo
11. Navecilla
12. Cristalizador
13. Cápsula de Petri
14. Mortero de vidrio
15. Pipetas (a) de doble enrase;  
(b) de vaciado
16. Bureta
17. Jeringa

## Cuadro 2. Material quirúrgico

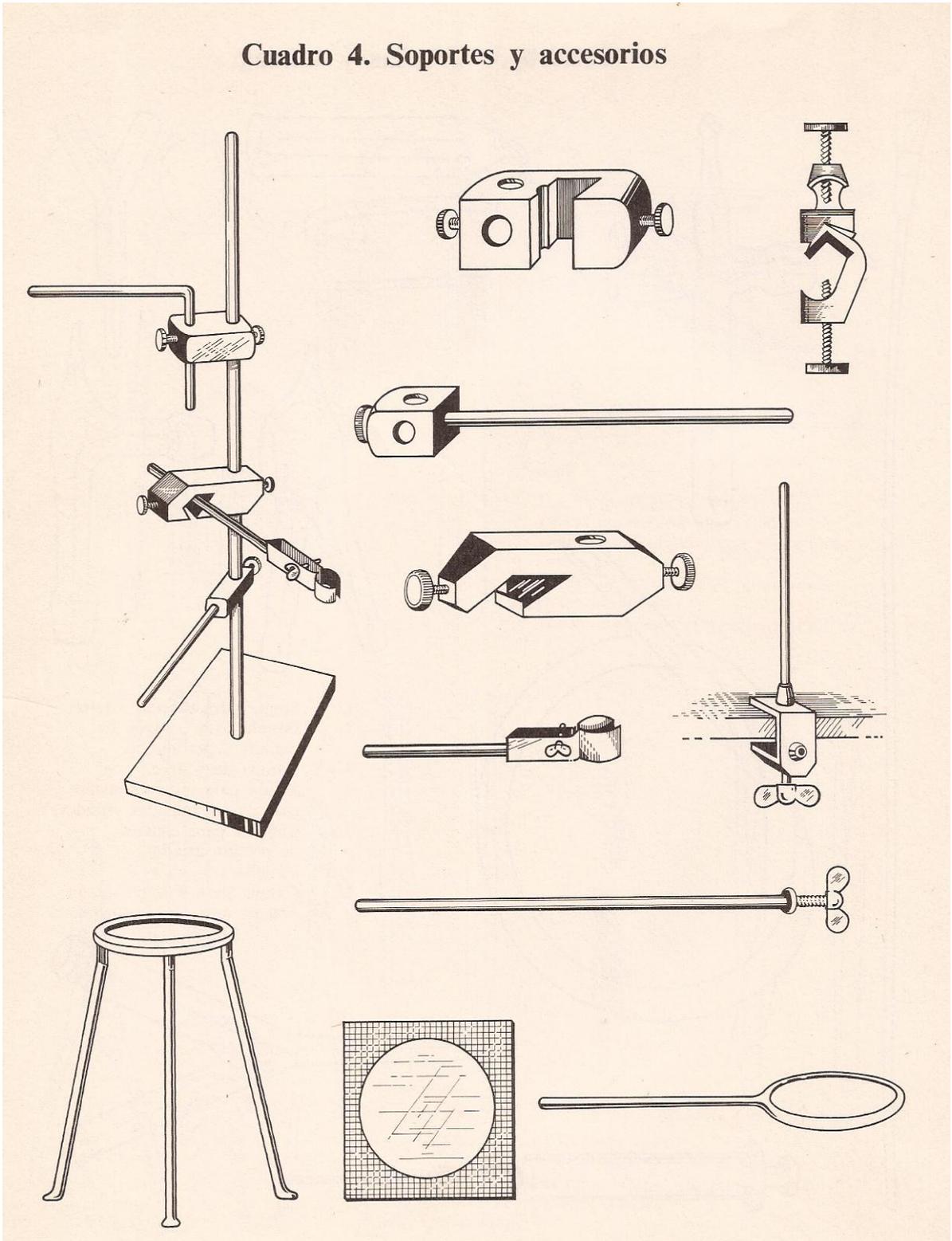


1. Tijeras puntiagudas
2. Tijeras curvas con punta roma
3. Tijeras fijas curvadas con punta recta
4. Osteotomo
5. Tijeras finas rectas con punta roma
6. Hojas de bisturí
7. Mango para escalpelo; modelo estándar

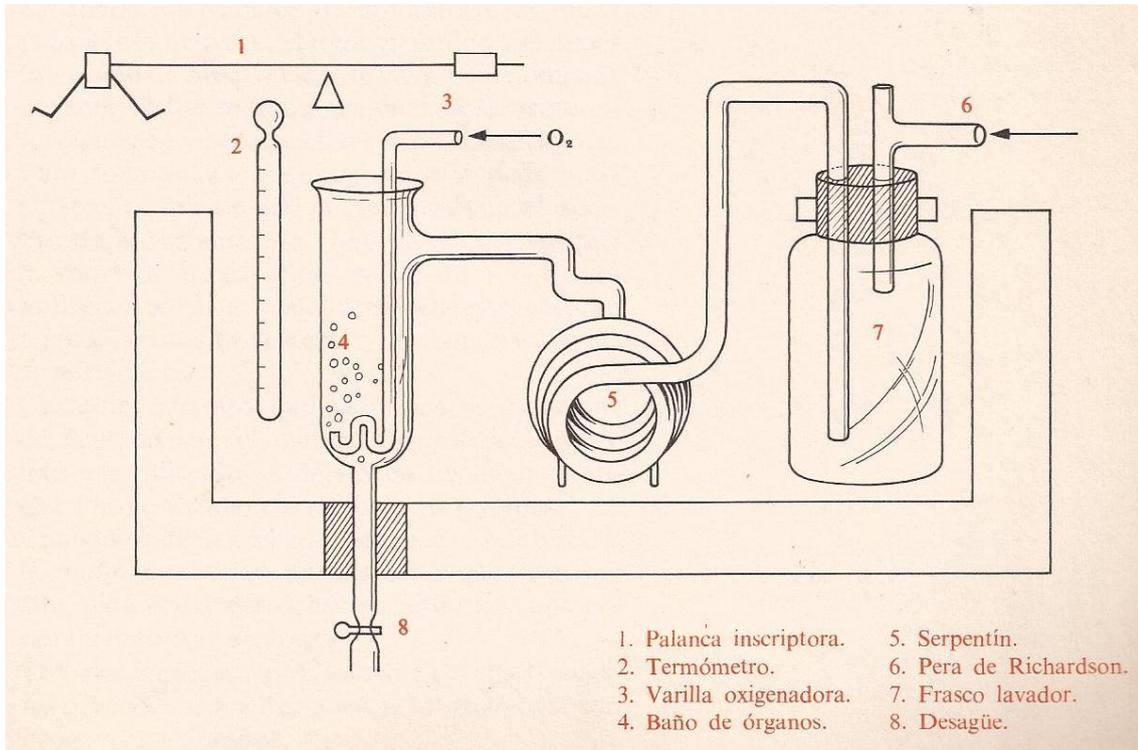


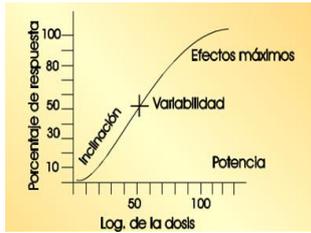
1. Pinzas hemostáticas
2. Pinzas de disección rectas (b, con dientes de ratón)
3. Pinzas «bulldog» para vasos
4. Pinzas de disección curvas (b, con dientes de ratón)
5. Agujas curvas para sutura, con punta triangular
6. Porta agujas, tipo Mathieu
7. Separadores

### Cuadro 4. Soportes y accesorios

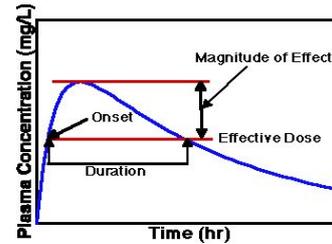


## CUADRO 5. BAÑO DE ÓRGANOS





## PRÁCTICA 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 él, estudio de la farmacocinética y la farmacometría.
2. Elaborar gráficos 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.  
 Conceptos de farmacometría y farmacocinética.  
 Análisis e interpretación de gráficos.

### MATERIAL.

Calculadora científica.  
 Papel milimétrico y/o semilogarítmico.

### 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 y de sueño, han sido los siguientes:

Fármaco A en estudio

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

Fármaco B ya comercializado

dosis mg/kg	Sueño T en seg.
11	16
15	20
30	42
50	58
100	80
120	82
140	82.5

## ACTIVIDADES

1. Representar gráficamente las correspondientes curvas dosis-respuesta en Papel milimétrico y/o semilogaritmico 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
GRADO CONTRACCIÓN (cm)	2	4	6	8,5	9,5	9,8

### COMPUESTO B

CONCENTRACIÓN (nM)	100	400	1000
GRADO CONTRACCIÓN (cm)	2	6,2	9

### COMPUESTO C

CONCENTRACIÓN (nM)	300	1000	3000
GRADO CONTRACCIÓN (cm)	1,3	5,5	9

### COMPUESTO D

CONCENTRACIÓN (nM)	1000	3000	8000
GRADO CONTRACCIÓN (cm)	1	5	8,5

## ACTIVIDADES

1. Representar las correspondientes curvas dosis-efecto utilizando papel milimétrico o semilog.
2. Obtener el valor de la  $DE_{50}$  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	98
1.50	99	-----	----

### ACTIVIDADES

1. Representar gráficamente los valores obtenidos en papel milimétrico o semilog.
2. Indicar 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:

Tiempo (hrs)	Cp ( $\mu\text{g/ml}$ )
5	4.70
10	3.65
20	2.40
30	1.45
40	0.93
50	0.65

### ACTIVIDADES

- 1.-Representar gráficamente en papel milimétrico, y determinar orden de la cinética.
- 2.-Determinar la  $k_e$ ,  $T_{1/2}$ ,  $V_D$ , CLs, y área bajo la curva (AUC).

## 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 ( $\mu\text{g/ml}$ )
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
- 2.- Graficar el  $\log_{10}$  de Cp frente al tiempo, utilizando papel milimétrico.
- 3.- Observar la elevación y la caída subsiguiente de la Cp con el tiempo. Apreciar también que la pendiente terminal de la curva es lineal. A partir de ese fragmento de la curva, calcular  $k_e$  y  $T_{1/2}$ .
- 4.- Comparar los valores obtenidos para estos dos parámetros con el resultado obtenido en el ejercicio 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;

**SUB UNIDAD IIA**  
**NERVIOSO-LOCOMOTOR**



## PRÁCTICA REFLEJOS EN EL HOMBRE POSTURA Y EQUILIBRIO

### OBJETIVO GENERAL

Examinar en un individuo íntegro y normal los reflejos que le permitan integrar parte de la función de SNC, los componentes de la postura y el equilibrio así como correlacionar eventos eléctricos del encéfalo con la vigilia y el sueño.

### OBJETIVOS PARTICULARES: El alumno:

- Realizar las diversas técnicas para desencadenar los reflejos más comunes
- Correlacionar los conceptos fisiológicos de cada uno de los reflejos realizados, correspondientes al examen neurológico.
- Realizar pruebas de postura y equilibrio.
- 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.
- Receptores de aceleración angular.
- Mecanismos productores del nistagmos.

### MATERIAL.

- Biológico:
- Sujetos voluntarios humanos.

### INSTRUMENTAL

- |                      |                       |               |
|----------------------|-----------------------|---------------|
| Martillo de reflejos | Compás estesiométrico | Regla         |
| Abate lenguas        | Algodón.              | Fuente de luz |
| Isopos.              |                       |               |

### PROCEDIMIENTOS

- Realiza las instrucciones que se te indiquen y toma nota del nombre del reflejo correspondiente y tus observaciones.
- (Recuerda que antes de cualquier procedimiento exploratorio medico debes de efectuar aseo de manos).

## REFLEJO

## PROCEDIMIENTO

Conjuntivo o corneal.	Toque la córnea del sujeto en estudio con un algodón limpio.
Palatino	Toque el paladar blando del sujeto en estudio con un abate lenguas.
Faríngeo	Toque la pared de la faringe del sujeto en estudio con un abate lenguas.
Cutáneo pupilar	Pellizque (haciendo presión) la mejilla del sujeto en estudio.
Epigástrico	Deslice suavemente los dedos sobre el abdomen del sujeto en estudio.
Rotuliano	El sujeto en estudio sentado, cruza una pierna, golpee con el martillo el tendón del cuádriceps.
Aquiliano.	El sujeto en estudio flexiona una pierna sobre una silla manteniendo la pierna opuesta en extensión tocando el piso, golpee el tendón de Aquiles de la pierna flexionada con el martillo de reflejos.
Bicipital	La persona que explora sostiene con el brazo izquierdo el brazo derecho del sujeto en estudio, flexionándolo levemente, colocando el pulgar izquierdo de la mano exploradora sobre el tendón del bíceps derecho del sujeto golpee con el martillo sobre el pulgar del explorador.
Supinador	Sujete en pronación el antebrazo izquierdo del sujeto en estudio, de tal manera que descansa sobre el brazo izquierdo del explorador, golpee el tendón del supinador largo.
Foto motor	Tape los ojos del sujeto en estudio con la mano, colóquelo frente a una fuente de luz, retire bruscamente la mano que tapa los ojos, observe las pupilas.

## **2. DISCRIMINACION DE DOS PUNTOS**

Mida cual es la separación de las puntas del compás estesiométrico con la que el sujeto en estudio percibe dos estímulos aislados diferentes en las siguientes zonas del cuerpo: dorso y palma de la mano, frente, nuca y espalda.

Estimule suavemente la piel del sujeto en observación alterando al azar la aplicación de una o dos puntas del compás sin que el sujeto vea el tipo de estimulación que se aplica (Se sugiere iniciar con aberturas de 0.5 cm., e ir incrementando en 0.5 cm. en cada ocasión).

## **3. SENSACIÓN PROPIOCEPTIVA.**

### **a. 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.

### **b. Sensación vestibular**

En un espacio amplio, indique al sujeto en estudio, ponerse de pie e iniciar giros hacia su derecha, a razón de una vuelta por segundo aproximadamente.

Se suspende el movimiento giratorio al completar cinco vueltas, observar si existe o no algún cambio en cuanto al movimiento de los ojos. (Nistagmus).

Repita el procedimiento giratorio en el mismo sujeto, solo que en esta vez dando 10 giros, observe.

Repetir ahora con 15 giros, observe.

Repita el mismo procedimiento con otro sujeto de estudio, solo que en esta vez los giros 5, 10, o 15, son hacia la izquierda.

## **4.- POSTURA Y EQUILIBRIO:**

Puesto que la postura es en sí una resultante del tono y está ampliamente relacionada con el equilibrio, investigaremos que efectos tienen la supresión de aferencias sensoriales como la visión y el aparato vestibular, para lo cual haremos uso de las siguientes pruebas:

### **A. PRUEBA DE UNTERBERGER.**

Indique a un voluntario que camine sobre una línea previamente marcada en el piso bajo las siguientes condiciones:

Con los ojos abiertos y la cabeza en posición normal.

Observe y anote.

Luego con los ojos abiertos y la cabeza inclinada hacia su izquierda.

Observe y anote.

Luego con los ojos abiertos y la cabeza inclinada hacia su derecha.

Observe y anote.

(Seguidamente repita los tres ejercicios anteriores solo que ahora con los ojos cerrados).

Observe y anote.

## **B. PRUEBA DE BARRÉ.**

Indicar a un voluntario que ejecute los siguientes procedimientos:

De pie y con los ojos abiertos.

Parado en un solo pie (Izquierdo) y con los ojos abiertos.

Parado en un solo pie (Derecho) y con los ojos abiertos.

Observe y anote.

Repetir los procedimientos anteriores, solo que ahora con los ojos cerrados.

Observe y anote.

Indique al voluntario que con los ojos abiertos efectúe una rotación hacia su derecha.

Observe y anote.

Indique al voluntario que con los ojos abiertos efectúe una rotación hacia su Izquierda.

Observe y anote.

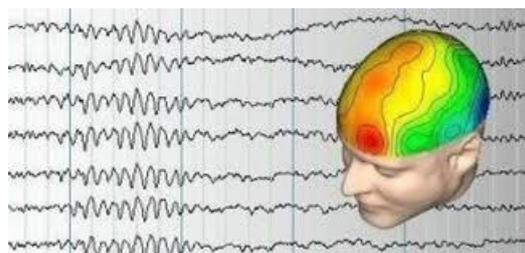
Repita los 2 procedimientos anteriores pidiendo al voluntario que cierre los ojos.

Observe y anote.

## **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

# PRÁCTICA 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.**

El alumno será capaz de efectuar e interpretar 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.

### **SUJETO Y MATERIAL**

Voluntario sano  
Electroencefalógrafo  
Electrodos y cables para EEG  
Pasta electrolítica.  
Canapé

### **PROCEDIMIENTO.**

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).

### **Métodos:**

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.

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 analizarán los resultados y se confrontarán con los obtenidos en el primer registro

2. Hiperventilación: Comienza el registro del EEG pidiéndole al sujeto que hiperventile durante 3 minutos.

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.

### **Referencias:**

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

**SUB UNIDAD IIB**  
**ENDOCRINO-INMUNOLÓGICO**

# **PRÁCTICA**

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

### **Primera etapa**

#### **OBJETIVO GENERAL**

Con base en los resultados obtenidos durante la toma de temperatura de un mes, analizar las variaciones en las funciones fisiológicas que se presentan bajo las siguientes condiciones: oral y axilar, hombres y mujeres, ovulación.

Del mismo modo se analizará la presencia de gonadotropina coriónica humana en la orina.

#### **OBJETIVOS PARTICULARES.**

1. Determinar las variaciones de temperatura que se presentan normalmente durante las actividades diarias.
2. Determinar las variaciones de temperatura que se presentan normalmente en un período no menor de 28 días, en sujetos del sexo femenino
3. Explicar las diferencias y/o semejanzas en las variaciones de temperatura que se presentan normalmente en un período no menor de 28 días en hombres y mujeres.
4. Determinar la presencia de gonadotropina coriónica humana en muestras de orina.

#### **CONOCIMIENTOS PREVIOS.**

Metabolismo basal

Temperatura basal

Regulación de la temperatura corporal

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.**

Termómetro clínico.

Pruebas de embarazo

## **MATERIAL BIOLÓGICO**

Orina de mujer embarazada (una por grupo)

Orina de mujer no embarazada

Orina de hombre

## **PROCEDIMIENTO**

En una sesión previa se dio las instrucciones de la forma y de las condiciones para la toma de temperatura:

- a) Durante un mes tomar la temperatura basal por las mañanas oral y axilar; antes de levantarse, antes de cualquier actividad. Se anota la hora y los dos valores obtenidos.
- b) En un día seleccionado de ese mes determinar las temperaturas bucal y axilar a intervalos señalados por el instructor, para obtener el ciclo diario de temperatura; se anotan la hora y los valores de la temperatura, para cada observación.

Antes de cada determinación de temperatura, asegurar:

1. Que la columna de mercurio del termómetro se encuentre marcando temperaturas menores de  $36^{\circ}\text{C}$ ; llevándola a este nivel con sacudidas rápidas.
2. El aseo del termómetro, antes y después de cada determinación; puede hacerse por inmersión del instrumento en una solución germicida.

El procedimiento para la determinación de la temperatura axilar es ya conocido; para la temperatura bucal, la técnica consiste en colocar el bulbo con el depósito de mercurio del termómetro debajo de la lengua y cerrar los labios; para asegurar una lectura precisa, no debe existir un exceso de movimientos y no caminar durante el intervalo que dure la medición (3 a 5 minutos); para el caso de la aplicación bucal, no debe hablarse en el lapso referido.

Al final de toda la actividad, el estudiante contará con una tabla de la temperatura basal y una tabla de registros de las variaciones obtenidas en 24 horas.



Con los datos obtenidos:

- 1) Establecer los límites 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.
- 4) Interpretar las gráficas.

### **GUÍA DE ESTUDIO:**

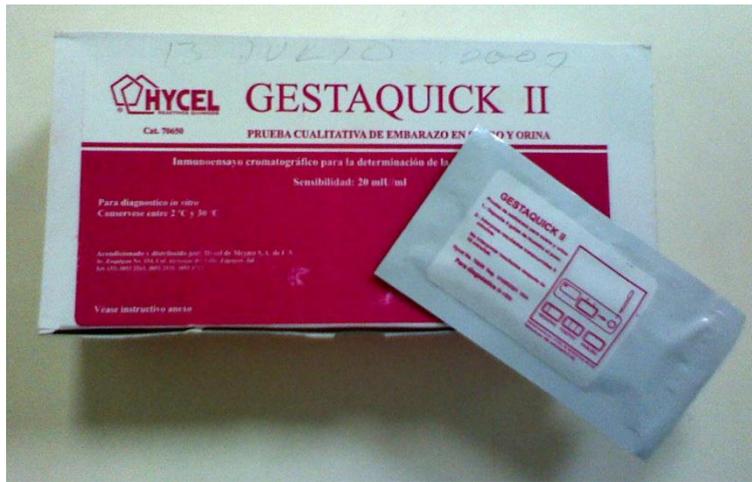
- a. ¿Qué significa el término “temperatura normal?”
- b. ¿Existen cambios en la temperatura basal de las mujeres del grupo, que no se produzcan al azar?
- c. ¿Permiten las gráficas detectar el momento de la ovulación?
- d. ¿Cuáles fueron los límites de temperatura obtenidos durante un día completo?
- 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?

### **Segunda etapa**

#### **PROCEDIMIENTO.**

1. Saque el cartucho y la pipeta desechable de su empaque, rotule el cartucho con el nombre del paciente.
2. Llene la pipeta hasta la marca con la muestra de orina o suero.
3. deposite 5 gotas (aproximadamente 0.2ml) de la muestra en el pozo correspondiente
4. Espere a que las bandas de color aparezcan en la zona de la reacción

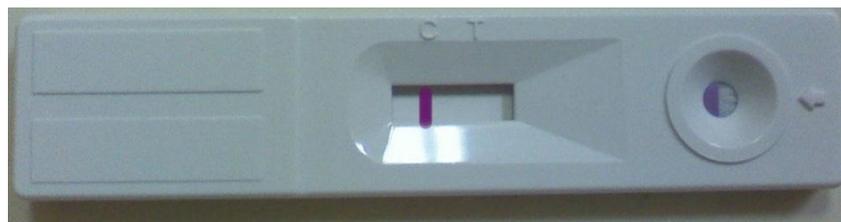
**NO interprete resultados después de 10 minutos**



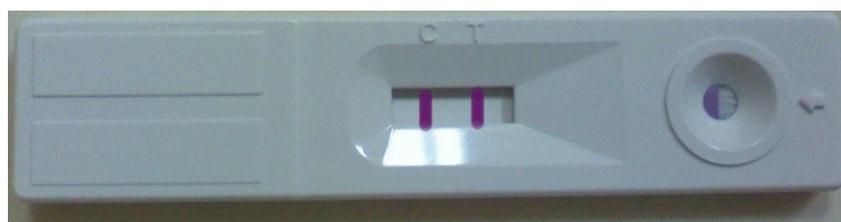
**Presentación del kilt**



**Contenido del kilt**



**Resultado Negativo**



**Resultado Negativo**



### **Resultado Inválido**

#### **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), las cuales deberán ser interpretadas en caso de evidencia clínica
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 TIPIFICACIÓN SANGUÍNEA**

### **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
- Aglutinación
- Prueba de Coombs

### **MATERIAL BIOLÓGICO**

- Sangre

### **INSTRUMENTAL Y/O EQUIPO**

- Jeringas de 10 ml.
- Tubos de ensayo
- Gradilla
- Aplicadores de madera
- Portaobjeto
- Lápiz disparador de lancetas
- lancetas
- Centrífuga
- Papel para film.

### **REACTIVOS Y/O FÁRMACOS**

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

### **PROCEDIMIENTO**

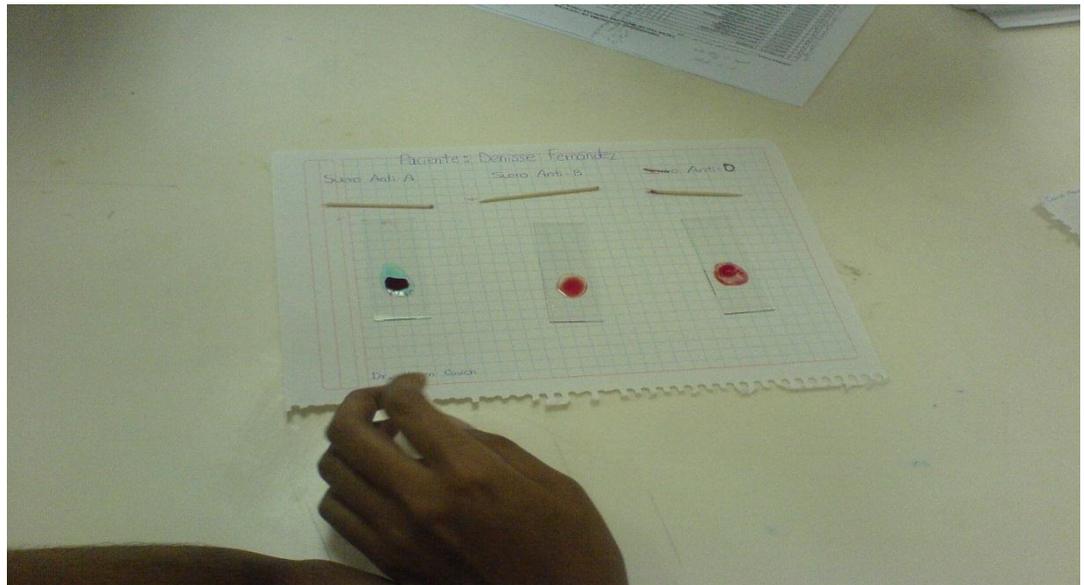
Determinación del grupo sanguíneo

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

2.- Se pica el dedo con la lanceta.

3.- Sobre un portaobjetos limpio, previamente marcado, colocar separadamente tres gotas de sangre (gotas de aproximadamente 0.5 cm. de diámetro).

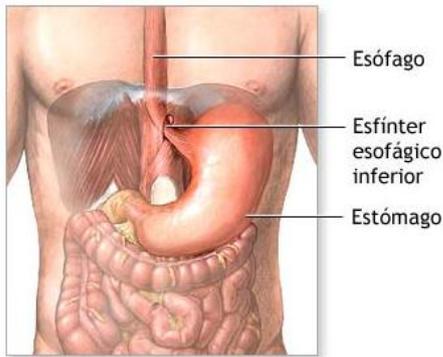
- 4.- Sobre una gota de sangre poner suero tipificador anti-A, en otra gota poner suero tipificador anti-B y sobre la tercera gota poner suero tipificador anti -Rh (D).
- 5.- Mezclar lentamente con un aplicador de madera, haciendo círculos y observar la existencia o no de aglutinación (el tiempo de observación 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.
- 7.- Determinar la frecuencia de cada grupo sanguíneo en la clase y compararlas con las frecuencias establecidas.



## 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 antiseros. Ed. Masson, 2004.

**SUB UNIDAD IIIA**  
**DIGESTIÓN-METABOLISMO**



## PRÁCTICA DIGESTIÓN DE PROTEÍNAS

### OBJETIVO GENERAL:

Conocer los procesos de la digestión de proteínas.

### OBJETIVOS PARTICULARES:

Medir el la degradación 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

### MATERIALES

Matraz Erlen-Meyer.

Baño de agua a temperatura constante.

Pipetas.

Placa de calor.

Bureta

Pinza para bureta

Soporte universal

Embudo

### REACTIVOS:

Tripsina al 0.1% en solución de pH 7.4

Solución de grenetina al 5%. En pH 7.4

Solución de Formol neutralizado.

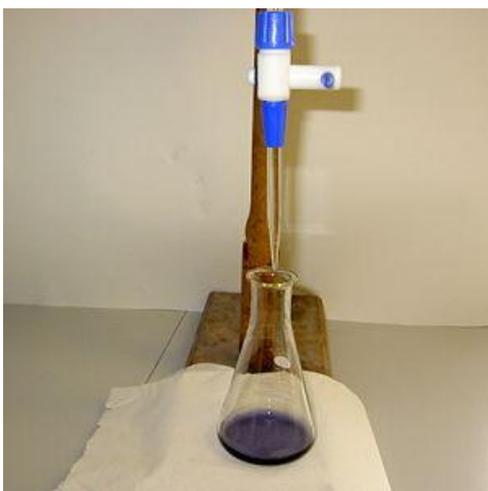
Solución alcohólica de Fenolftaleína.

Hidróxido de sodio al 0.1N

### PROCEDIMIENTO:

1. A un frasco esmerilado que contiene 50 ml de solución de grenetina al 5% en pH 7.4 el cual se encuentra en el Baño de agua s 37°C, añadir 10 ml de solución de Tripsina al 0.1 % **NOTA. Solo se le agrega una sola vez la solución de Tripsina**

2. Agita por rotación. 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.
4. Caliente hasta que le contenido comience a hervir, retirar del calor y 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 Fenolftaleina** (indicador).
6. Titúlese la muestra con hidróxido de Sodio 0.1 N, hasta el vire adecuado, 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.



## 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.

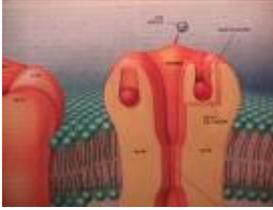
$$\text{Gasto Problema} - \text{Gasto del tiempo cero} = \text{Gasto Real}$$

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. 2<sup>a</sup> edición en español, 2006 Editorial Elsevier Mosby
2. Stuart Ira Fox. Fisiología Humana. 7<sup>a</sup> edición. 2003. Editorial Mc. Graw Hill Interamericana.
3. Murray, R.K.& Harper. (2013). Bioquímica Ilustrada. 29<sup>a</sup> ed. Mc Graw Hill Lance



## PRÁCTICA ABSORCIÓN DE GLUCOSA POR EL INTESTINO DELGADO

### OBJETIVO GENERAL

Analizar la absorción de los carbohidratos en segmentos aislados del intestino delgado de rata

### OBJETIVOS PARTICULARES.

Determinar cualitativamente el transporte activo de glucosa a través de la pared intestinal.

Determinar cómo influye la presencia de oxígeno para la acción óptima de un proceso dependiente de energía

### CONOCIMIENTOS PREVIOS

Transporte de sustancias (glucosa, oxígeno, etc.,) a través de una membrana.

Absorción de carbohidratos.

Anatomía del aparato digestivo de la rata.

### MATERIAL BIOLÓGICO

Rata.

### MATERIAL Y EQUIPO:

Tubos de ensayo

Hilo de seda

Vasos de precipitado de 250 ml

Baño de agua

Pipetas de 10 ml

Termómetro

Cánulas para invertir intestino  
constante

Agujas Hematocrito

Cánulas de vidrio.

Caja de Petri.

Estuche de disección.

Pipetas de 5 ml.

Conectores para Carbógeno.

Bomba de circulación de temperatura

### FÁRMACOS Y/O REACTIVOS

Solución de Krebs-Ringer bicarbonatada. (KRB).

Glucosa al 0.5 % en solución de Krebs-Ringer bicarbonatada.

Dextrostix. (Tiras reactivas para determinación de glucosa).

### PROCEDIMIENTO:

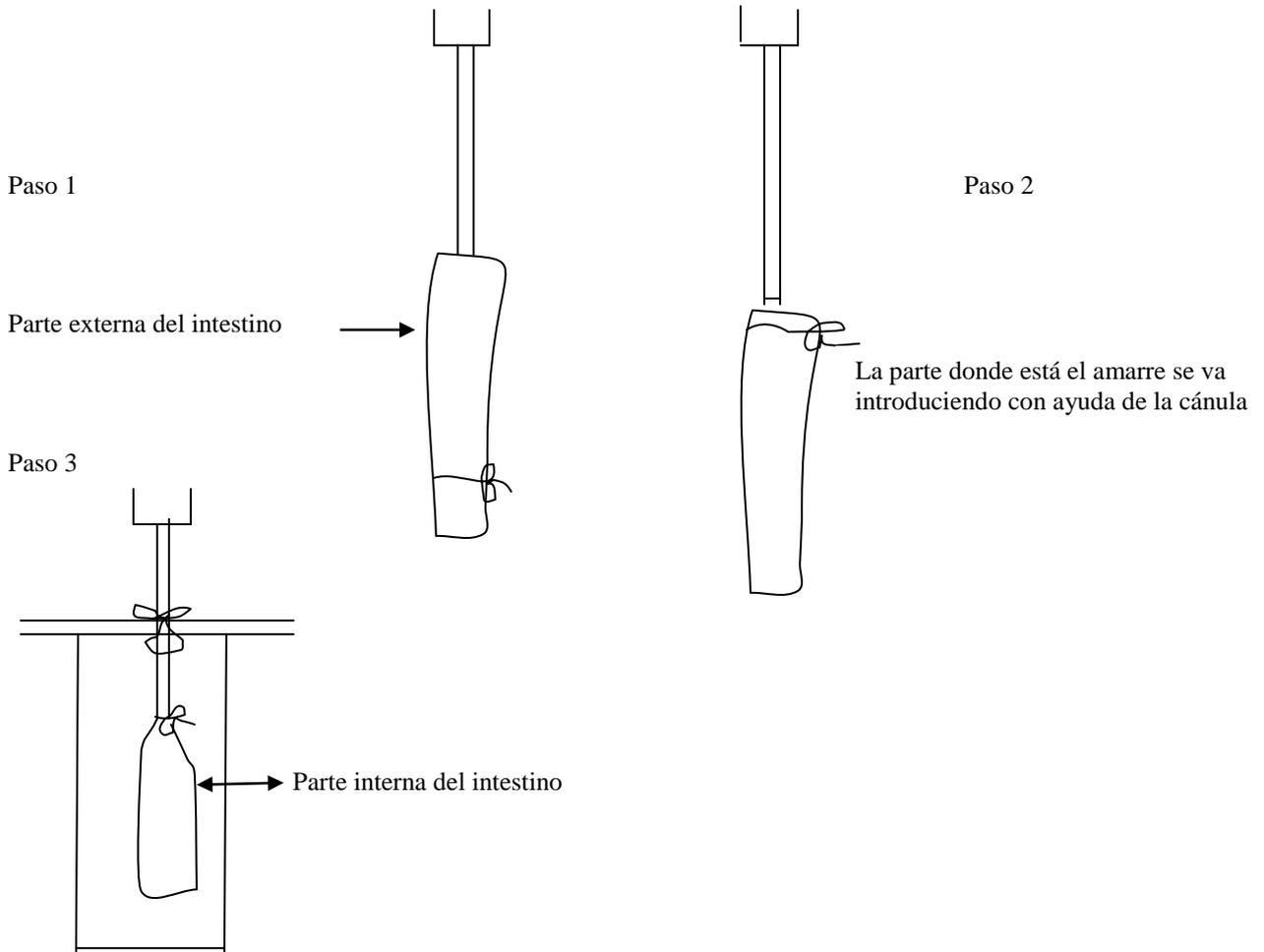
Prepara un baño de agua a 37 C y mantenga las soluciones de KRB a esa temperatura.

Se procede a sacrificar a la rata se administra 3ml de Pentobarbital Sódico por vía intraperitoneal, se abre la cavidad abdominal, se localiza el intestino delgado, ubicando el yeyuno, con tijeras se realizan cortes cerca de la unión duodeno-yeyunal, se lava el intestino con Solución Krebs Ringer Bicarbonatada (KRB), se corta la unión yeyuno ileal, se saca el intestino colocándolo de inmediato en caja de Petri con solución de Krebs-Ringer Bicarbonatada a 37° C.

**NOTA:** (A partir de este momento **debe de manejarse con mucho cuidado al intestino**, pues la mucosa es sumamente delicada y puede dañarse con facilidad. Para la realización de esta práctica se requieren 3 preparaciones de segmentos intestinales). Quite el exceso de grasa y mesenterio, lave el contenido intestinal con solución de Krebs-Ringer bicarbonatada y realiza cortes de 6 a 7 cm. de longitud.

## PREPARACIÓN DEL MONTAJE

1. Introduzca una cánula (puede utilizarse la aguja de hematocrito o una pipeta Pasteur) húmedo con solución de Krebs-Ringer Bicarbonatada en un segmento intestinal, deslizando totalmente el segmento sobre el tubo, al terminar, ate el extremo inferior del segmento con hilo de seda.
2. Ahora invierta el intestino, de manera que la mucosa intestinal quede por fuera (como invertir un calcetín).
3. El extremo del segmento intestinal que queda colgando, átelo también con el hilo de seda para que de esta manera se forme un saco. Coloque un aplicador en la cánula para que sirva de soporte y mantenga el segmento colgando.



**En total deben hacerse 3 montajes de segmento intestinal.**

Procure mantener la preparación el tiempo que sea necesario en la caja de Petri con solución Ringer-Krebs bicarbonatada a 37° C.

En el baño de agua a 37° C. Coloque tres vasos de precipitado de 250 ml a los que se les pone agua a 37° C. Del mismo baño.

En cada uno de los vasos introduzca un tubo de ensayo grande marcados previamente con los números 1, 2, y 3.

### **MONTAJE 1**

A uno de los segmentos de **intestino** previamente preparados, introduzca con una jeringa **solución de Krebs-Ringer bicarbonatada**, de inmediato sumérjalo en el **tubo número 1 que debe tener 15 ml de Solución de Krebs Ringer Bicarbonatada, a temperatura de 37° C.**

(Este primer montaje debe estar **con burbujeo de oxígeno** en forma leve y constante, administrado por medio de una cánula o tubo de hule). **Ver montaje 1**

### **MONTAJE 2**

A otro de los segmentos de **intestino** previamente preparados, introduzca con una jeringa **solución de Krebs-Ringer Bicarbonatada**, de inmediato sumérjalo en el **tubo número 2 que debe tener 15 ml de Solución de Krebs Ringer Bicarbonatada con glucosa al 0.5 %, a temperatura de 37° C.**

(Este segundo montaje debe estar **con burbujeo de oxígeno** en forma leve y constante, administrado por medio de una cánula o tubo de hule). **Ver montaje 2**

### **MONTAJE 3**

A otro de los segmentos de **intestino** previamente preparados, introduzca con una jeringa **solución de Krebs-Ringer bicarbonatada**, de inmediato sumérjalo en el **tubo número 3 que debe tener 15 ml de solución de Krebs-Ringer bicarbonatada con glucosa al 5 %, a temperatura de 37° C.** (Este tercer montaje **no lleva** burbujeo de oxígeno) **Ver montaje 3**

**Deje incubar cada uno de los montajes durante 30 minutos.**

(Tener cuidado de contar el tiempo a partir del momento en que se sumerge el fragmento de intestino dentro del tubo de ensayo respectivo).

#### ***Determinación de Glucosa***

Al terminar el tiempo de incubación saque una muestra de líquido **del interior del intestino** y colóquelos en una caja de Petri, previamente marcada.

En otra caja de Petri coloque una muestra de 2 ml de la solución sacada **del tubo de ensayo** del respectivo montaje, márquelo.

Determine la presencia de glucosa en cada tubo anteriormente mencionado, usando una tira para cada tubo. Compare con la tabla de colores y anote la concentración de glucosa.

**(Repita el mismo procesamiento para con los montajes 2 y 3)**

#### **NOTAS IMPORTANTES:**

Deje incubar cada uno de los montajes durante 30 minutos.

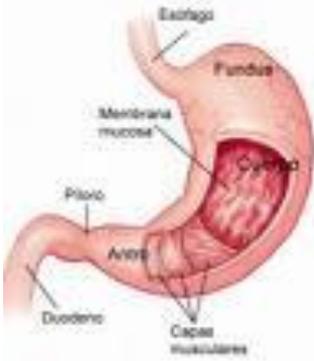
Tener cuidado de contar el tiempo a partir del momento en que se sumerge el fragmento

No mezclar mangueras que tengan residuos de glucosa con las que no lo tienen, esto resultaría falsos positivos

#### **BIBLIOGRAFÍA**

1. Hall J.E. Guyton y Hall. (2011) Tratado de Fisiología Médica. 12<sup>a</sup> ed. España: Editorial Elsevier;
2. Fundamentos de Bioquímica, D Voet, J Voet, C Pratt. 2<sup>o</sup> Ed. 2007 Editorial Médica Panamericana.

# PRÁCTICA FISIOLOGÍA Y FARMACOLOGÍA DEL MÚSCULO LISO



## OBJETIVO GENERAL

Analizar las características de contractilidad del músculo liso, así como la respuesta a la exposición de diversos fármacos.

## OBJETIVOS PARTICULARES.

1. Identificar la contracción normal del músculo liso del estómago de una rana.
2. Identificar las modificaciones que sufre la contracción del músculo liso del estómago de una rana bajo el efecto de la adaptación a una nueva tensión y de la temperatura.
3. Identificar la respuesta farmacológica del músculo liso del estómago de una rana al ser expuesto a diversos fármacos.

## CONOCIMIENTOS PREVIOS:

Características estructurales del músculo liso.  
Fisiología molecular de la contracción muscular.  
Tipos de músculo liso.  
Características mecánicas de la contracción del músculo liso.  
Relaciones electro mecánicas de la contracción.  
Efectos farmacológicos de la Atropina y Carbacol.

## MATERIAL

Caja de Petri	Estilete
Cámara de preparación para órgano aislado	Hilo de seda
Tabla para rana	Tijera para descerebrar
Estilete	Piseta
Hilo de seda	

## EQUIPOS.

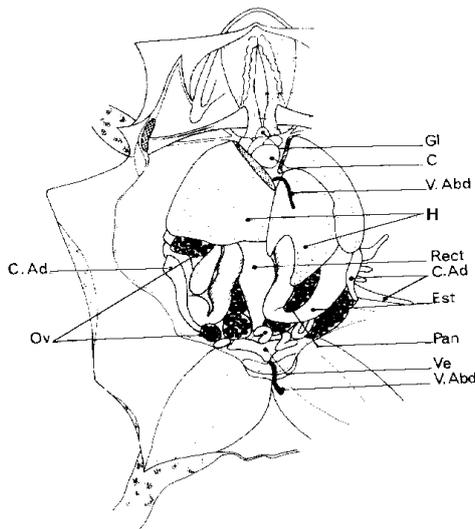
Equipo de disección  
Fisiógrafo Narco Biosystems  
Transductor F-60  
Bomba de circulación a temperatura constante

## REACTIVOS

Ringer para rana a temperatura ambiente  
Ringer para rana frío  
Atropina  $10^{-6}$  Molar  
Carbacol  $10^{-6}$  Molar

## PROCEDIMIENTO.

- 1.- Descerebrar a la rana con una tijera de jardín y desmedular con un estilete
- 2.- Se abre al abdomen y se extrae el estómago.



Vísceras en su lugar (hembra).  
C: Corazón; C.Ad.: Cuerpo Adiposo; Est.: Estómago; H.: Hígado; Gl.: Glotis; Ov.: Ovarios; Pan.: Páncreas; Rect.: Recto; V.Abd.: Vena Abdominal; Ve.: vejiga.

Se coloca el estómago de la rana en una caja de Petri conteniendo solución de Ringer a temperatura de 37° C para eliminar el exceso de sangre

- 3.- En la misma caja, se disecciona el estómago abriéndolo con un corte en espiral de tal manera que se forme una tira y se corta en fragmentos de tres centímetros.
- 4.- Se pasa la tira estomacal a una nueva caja de Petri conteniendo solución de Ringer a 37° C

**NOTA.** Al inicio de la práctica se procede a calibrar el Fisiógrafo.

## Montaje

- 1.- Con el hilo de seda se ligan los extremos del fragmento de estómago
- 2.- Se coloca en una cámara de preparación aislada, anudando un extremo en el porta tejido y el otro extremo en el miógrafo.

3.- La cámara de preparación aislada debe contener solución de Ringer para rana a 37° C (para lo cual debe estar conectada la bomba de circulación a temperatura constante) y además, hacerle burbujear gas carbógeno a través del oxigenador.

4.- Una vez montado el tejido en la cámara, se enciende el amplificador del fisiógrafo y se aplica al tejido una tensión aumentándola gradualmente hasta llegar a un gramo. (Comenzarán las contracciones rítmicas).

5.- Reajustar en caso necesario la sensibilidad o la tensión del hilo a manera que obtengamos un registro de varios centímetros de amplitud. Determinar la frecuencia y la amplitud de las contracciones.

6.- Se espera que se estabilicen las contracciones (lo que puede durar alrededor de 5 a 10 minutos) y cada 5 minutos se cambia el Ringer de la cámara de órgano aislado (en total 1 o 2 veces).

Una vez que las contracciones son estables se procede al registro de:

A.- Contracción Espontánea Normal. Con velocidad de papel de 0.1 cm. /seg. , Sensibilidad de 10, se registrará durante 1 minuto

B.- Adaptación a una nueva tensión. Sin parar el registro anterior se aplica 1 gramo de tensión en forma progresiva, se registra durante 3 minutos y se detiene el registro.

C.- Efecto del Carbacol. Se registra la contracción espontánea normal durante 1 minuto, y sin parar el registro se añade a la cámara de preparación aislada 0.2 ml de Carbacol (a la concentración de  $10^{-6}$  M) y se registra durante 1.5 minutos, luego se para el registro. (El registro puede durar más tiempo para observar todo el efecto del fármaco).

D.- Efecto de la Atropina. Se registra la contracción espontánea normal durante 1 minuto, y sin parar el registro se añade a la cámara de preparación aislada 5 microgramos de atropina (concentración de  $10^{-6}$  M); 4 minutos después y sin parar el registro se agrega al baño 0.2 ml de Carbacol (a la concentración de  $10^{-6}$  M), registrando durante 2 minutos más, al final de los cuales se para el registro.

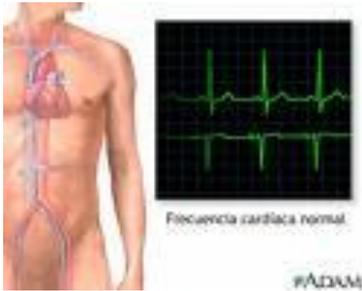
E.- Efecto de la temperatura. Nuevamente con la cámara llena de Ringer a 37° C, se inicia registro de la contracción espontánea normal durante 1 minuto y sin parar el registro se agrega paulatinamente el Ringer a 37° C, por Ringer frío (4° C), se registra de 2 a 3 minutos observando los cambios.

**NOTA.** Entre los registros B y C, C y D, D y E, hay que dar 3 baños (es decir sustituir el Ringer de la cámara) uno cada 5 minutos. Al final del tercero se esperan 3 minutos a que se estabilicen las contracciones.

## **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. Farmacología Básica y Clínica. Velázquez 18ª ed. Edit: P. Lorenzo, A. Moreno, I. Lizasoain, JC. Leza, MA. Moro y A. Portoles. Editorial Medica Panamericana, S.A. Madrid 2009.
4. Bertram G. Katzung et al. ( 2013).Farmacología básica y clínica. 12ª ed. Editorial Mc Graw Hill;

**SUB UNIDAD IIIB**  
**CARDIO-RESPIRATORIO**



## PRÁCTICA 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.

Comparación con el patrón normal.

Semiología de las anormalidades en busca de:

- a.- Trastornos del ritmo.
- b.- Trastornos de la conducción.
- c.- Hipertrofia de cavidades.
- d.- Sobrecargas ventriculares.
- e.- Infartos.
- f.- Trastornos de la re polarización.
- g.- Alteraciones diversas.

### OBJETIVOS GENERAL.

El alumno será capaz de efectuar en un voluntario un electrocardiograma con las derivaciones estándar.

## **OBJETIVOS PARTICULARES.**

El alumno:

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

Con ayuda del registro realizar los cálculos para la obtención de los eventos fisiológicos dados en la contracción cardiaca.

Con base al registro y los cálculos obtenidos determinar el eje eléctrico del corazón.

Comparar el patrón del eje eléctrico obtenido durante la respiración normal con los obtenidos en una inspiración y espiración máxima, expresando la diferencia en grados, de desviación.

## **CONOCIMIENTOS PREVIOS**

Fisiología cardíaca

Despolarización celular

Electrocardiograma.

Derivaciones electrocardiográficas unipolares y bipolares

## **MATERIAL**

Pasta electrolítica.

Sujetos voluntarios

Algodón y

Alcohol.

## **EQUIPO:**

Electrocardiógrafo

Electrodos y cables para ECG.

Canapé

## **PROCEDIMIENTO.**

1. Con el sujeto voluntario acostado en un diván, efectúe aseo de las muñecas y tobillos, aplique una pequeña cantidad de pasta electrolítica en ambas muñecas y tobillos, frote la pasta hasta que la piel quede enrojecida y libre de grasa, polvo u otra sustancia que altera la conducción eléctrica. Aplique una delgada capa de pasta en las superficies cóncavas de los electrodos y sujétalos en las superficies limpias de la piel de las muñecas y tobillos, usando para ello las correas de caucho. Conecta los electrodos a los cables de las derivaciones que están marcadas de la siguiente forma:

RA (Right Arm = brazo derecho)

LA (Left Arm = brazo izquierdo).

RL (Right Leg = pierna derecha).

LL (Left leg-pierna izquierda)

Marque el registro indicando fecha, nombre y edad del sujeto voluntario.

2. Registrará algunos complejos de las derivaciones:

Derivación I (Brazo derecho-brazo izquierdo).

Derivación II (Brazo derecho-pierna izquierda).

Derivación III (Brazo izquierdo pierna izquierda).

3. Determine el efecto de los movimientos respiratorios (diafragma) sobre el eje eléctrico del corazón.

Para tal fin repita alguna de las derivaciones anteriores.

Utilizando la derivación II (DII) realice un registro:

.- Durante

a.- Una inspiración profunda sostenida.

b.- Una espiración profunda sostenida.

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

a.- Tomando en cuenta que la calibración de los registros corresponde a: “un cm. de desplazamiento equivale a un mv”, 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) y sustráigalas del voltaje de la onda R (deflexiones hacia arriba positivas, hacia abajo negativas).

Así se obtiene el voltaje del complejo QRS de la derivación D-I. Realice lo mismo en la derivación D-III.

b.- En el triángulo de Einthoven presentado en la figura 1, ente el voltaje neto (mv) en la escala de la derivación D-I, y a partir de ese punto trace una línea perpendicular a la escala correspondiente, repita la operación sobre la escala de la derivación D-III contando el voltaje neto y trazando también una línea perpendicular.

c.- Trace una flecha desde el punto central del triángulo (origen) hasta el punto de intersección de las líneas perpendiculares, este vector es el eje eléctrico del corazón.

d.- Registre los grados del vector prolongándolo hasta el círculo con la escala.

e.- Obtenga ahora los ejes eléctricos del corazón durante la inspiración máxima y la espiración máxima.

f.- Recorte y pegue en su reporte los registros electrocardiográficos.

Las derivaciones:

El corazón se sitúa en el centro de un triángulo imaginario que se construye con los electrodos conectados En el brazo izquierdo, llamado VL (L = Let. = izquierdo).

En el brazo derecho, VR (R = Right = derecho).

En la pierna izquierda FV (F = Foot = pie).

Al lado del triángulo que une VR con VL se le llama DI; Al que une VR con VF se le llama DII; y al que lo hace entre VL y VF se le llama DIII.

### **RESULTADOS**

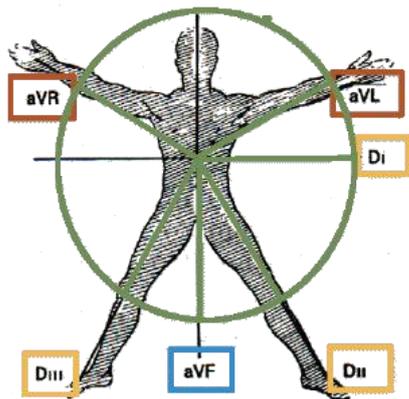
Con ayuda del registro electrocardiográfico que efectuaste saca los siguientes valores:

Eje eléctrico del corazón.

Eje en inspiración máxima.

Eje en espiración máxima.

Diferencia (grado de desviación).



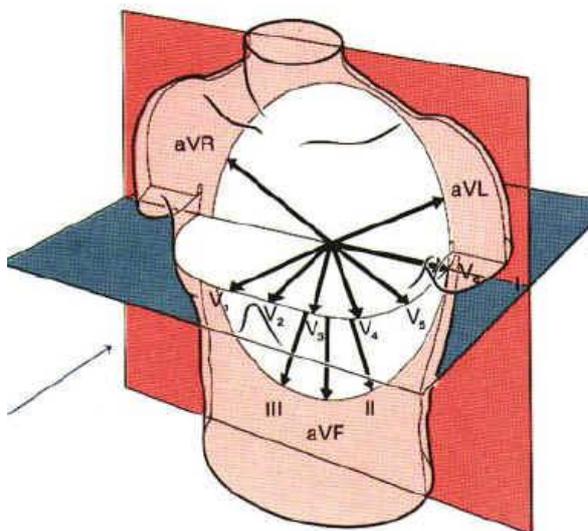
### Eje del QRS

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

**aVR** es una derivación especular que sirve para indicar la colocación correcta de los electrodos.

## 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 ESFUERZO FÍSICO (MÉTODO DE BRUCE)**

## **OBJETIVO GENERAL**

Analizar los eventos cardio-respiratorios y vasculares de una prueba de esfuerzo físico

## **OBJETIVOS PARTICULARES**

Con base a los resultados obtenidos, registrar las adaptaciones cardio-respiratorias en cada fase de la prueba

## **CONOCIMIENTOS PREVIOS**

Fisiología cardiovascular

Fisiología del aparato respiratorio

Investigar sobre las indicaciones, contraindicaciones de la prueba de Bruce

## **MATERIAL BIOLÓGICO**

Voluntario

## **EQUIPO**

Banda sin fin

Equipo de monitoreo electrocardiográfico

## **PROCEDIMIENTO**

Previo a la prueba de esfuerzo el voluntario, necesita efectuarse unos estudios de laboratorio (biometría hemática, química sanguínea, tipo y Rh, EGO y CPS).

La prueba consiste en que el voluntario ejecute el protocolo de Bruce en banda sinfín (este consiste en VI estadios o etapas, cada uno de tres minutos de duración sin períodos de descanso) en el Departamento de Medicina del Deporte bajo la supervisión de los doctores y maestros, siguiendo las indicaciones para el voluntario que se anexan a continuación

### **Indicaciones para el voluntario**

1. Presentarse el día y la hora indicada
2. no estar cursando con enfermedad aguda
3. Ayuno de 3 horas
4. No ingerir bebidas alcohólicas 24 horas antes de la prueba
5. No fumar 24 horas antes de la prueba
6. No haber realizado actividad física intensa 24 horas antes de la prueba
7. Rasurarse la parte anterior del tórax antes de la prueba
8. No portar objetos metálicos al momento de la prueba
9. Traer lo siguiente el día de la prueba:
  - a. Toalla
  - b. Zapatos deportivos

- c. Pantalón corto
- d. Top (sexo femenino)
- e. Resultado de los análisis de laboratorio (solicitados 3 días antes de la prueba)
- f. Peso y talla

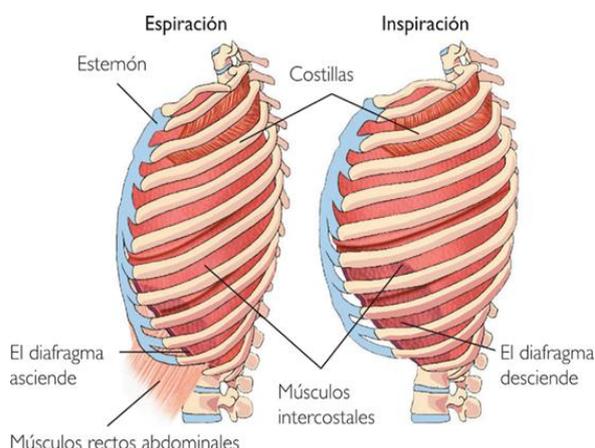
### **Utilidad para el diagnóstico**

1. Detección de una coronariopatía latente en sujetos asintomáticos, con o sin factores de riesgo coronario aumentados
2. Diagnóstico de coronariopatías en pacientes con síntomas precordiales activos y/o cambios electrocardiográficos inespecíficos en el reposo
3. Confirmación objetiva del diagnóstico clínico de cardiopatía, especialmente cuando coexiste patología que tenga semejanza clínica con la enfermedad coronaria.
4. Diagnóstico del llamado “síndrome del corazón irritable”, o bien comportamiento de algunas arritmias, como la enfermedad del nodo sinusal, aunque se prefiere universalmente el método de grabación de Holter para estudiar estas alteraciones
5. Diagnóstico de “labilidad vascular” (hipertensión arterial sistemática del trans al post-esfuerzo)

### **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 ESPERIMETRÍA MOVIMIENTOS RESPIRATORIOS



## OBJETIVO GENERAL

Analizar las características de los movimientos respiratorios.

## OBJETIVOS PARTICULARES:

- Registrar el patrón respiratorio normal.
- Registrar diversos factores como: hiperventilación, lectura, atención, toser, etc.
- Interpretar en su registro como influyen esos factores en el patrón respiratorio.

## CONOCIMIENTOS PREVIOS

- Hiperventilación.
- Respuesta al exceso de oxígeno.
- Respuesta al anhídrido carbónico.
- Respuesta a los cambios de pH.

## MATERIALES

- Voluntario.
- Equipo Power Lab
- Transductor neumógrafo.
- Mascarilla.

## PROCEDIMIENTO

Ajustar el neumógrafo alrededor del pecho del sujeto.

Conectar el transductor al Fisiógrafo.

El marcador de tiempo y evento debe de acompañar al registro de los movimientos respiratorios.

## REGISTRAR:

**Respiración normal** (o registro control).

Registrar la respiración normal (control), con el sujeto en reposo (sentado), durante 3 o 4 minutos.

Anotar:

Patrón respiratorio.

Frecuencia respiratoria.

La amplitud de la respiración.

### **Respiración retenida:**

Registrar el tiempo, en que el sujeto puede retener la **respiración en inspiración**.

(A una señal dada el sujeto retendrá la respiración en inspiración el tiempo máximo que pueda, seguidamente reiniciara su respiración tal como le pida su organismo, (El registro se detiene hasta que su respiración sea normal.

Registrar el tiempo, en que el sujeto puede retener la **respiración en espiración**. (A una señal dada el sujeto retendrá la respiración en inspiración el tiempo máximo que pueda, seguidamente reiniciara su respiración tal como le pida su organismo, (El registro se detiene hasta que su respiración sea normal.

Anotar:

Patrón respiratorio.

Frecuencia respiratoria.

La amplitud de la respiración.

### **Hiperventilación**

Registrar la respiración normal (control), con el sujeto en reposo (sentado), durante 3 o 4 minutos.

A una señal dada indicar al sujeto que respire lo más profundo que pueda durante 1 o 2 minutos, (pudiendo disminuir el tiempo de dicho tipo de respiración en caso de presentar vértigo, mareos, parestesias, etc.), El registro se detiene hasta que la respiración del sujeto sea normal.

Anotar:

Patrón respiratorio.

Frecuencia respiratoria.

La amplitud de la respiración.

### **Oclusión de vías aéreas**

Registrar la respiración normal (control), con el sujeto en reposo (sentado), durante 3 o 4 minutos.

A una señal dada, indicar al sujeto que ocluya sus vías aéreas presionando las fosas nasales durante 1 a 2 minutos (pudiendo disminuir el tiempo de dicho procedimiento en caso de necesitar reiniciar la respiración), El registro se detiene hasta que la respiración del sujeto sea normal.

Anotar:

Patrón respiratorio.

Frecuencia respiratoria.

La amplitud de la respiración.

### **Toser**

Registrar la respiración normal (control), con el sujeto en reposo (sentado), durante 3 o 4 minutos.

A una señal dada indicar al sujeto que comience a toser lo más intenso que pueda durante 1 o 2 minutos, (pudiendo disminuir el tiempo de dicho procedimiento si se presentara alguna molestia al sujeto en estudio), El registro se detiene hasta que la respiración del sujeto sea normal.

Anotar:  
Patrón respiratorio.  
Frecuencia respiratoria.  
La amplitud de la respiración.

### **Lectura**

Registrar la respiración normal (control), con el sujeto en reposo (sentado), durante 3 o 4 minutos.

A una señal dada indicar al sujeto que inicie la lectura de un párrafo de texto, leído en voz alta, durante 2 minutos. El registro se detiene hasta que la respiración del sujeto sea normal.

Anotar:  
Patrón respiratorio.  
Frecuencia respiratoria.  
La amplitud de la respiración.

### **Respiración de aire con exceso de CO<sub>2</sub>**

Registrar la respiración normal (control), con el sujeto en reposo (sentado), durante 3 o 4 minutos.

A una señal dada indicar al sujeto que comience a respirar dentro de una bolsa de plástico herméticamente adaptada a las vías aéreas, durante 3 a 5 minutos, (pudiendo disminuir el tiempo de dicho procedimiento si se presentara alguna molestia al sujeto en estudio), El registro se detiene hasta que la respiración del sujeto sea normal.

Anotar:  
Patrón respiratorio.  
Frecuencia respiratoria.  
La amplitud de la respiración.

### **Atención**

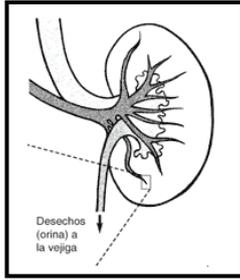
Registrar la respiración normal (control), con el sujeto en reposo (sentado), durante 3 o minutos. A una señal dada indicar al sujeto que inicie la lectura mentalmente (en silencio), de un párrafo de texto, durante 2 minutos. El registro se detiene hasta que la respiración del sujeto sea normal.

Anotar:  
Patrón respiratorio.  
Frecuencia respiratoria.  
La amplitud de la respiración.

### **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.

SUB UNIDAD IIC  
NEFROLOGÍA – HEMATOLOGÍA



# PRÁCTICA

## 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 anormalidades 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

Valorar 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 hidroelectrico

Osmolaridad, Osmol, Densidad, Tensión superficial.

Agentes diuréticos

### MATERIAL BIOLÓGICO

Voluntarios humanos (se recomienda traer un examen general de orina y que no tengan problemas de presión arterial).

### INSTRUMENTAL

Probetas de 50 ml, 250 ml y 500 ml

Uro densímetros

Vasos de precipitado

Potes de peltre

Guantes de látex

## REACTIVOS Y/O FÁRMACOS

Tabletas de Furosemida

### INDICACIONES PREVIAS

Todos los voluntarios deberán recolectar la orina por lo menos durante 12 horas previas al inicio de la práctica. Se sugiere que desde las 5 de la tarde del día anterior se inicie la recolección de la orina.

Se recomienda a los voluntarios que antes de iniciar la recolección de las muestras deberán vaciar su vejiga, anotando la hora, y a partir de este momento recolectar todas las muestras cada vez que tenga ganas de orinar, la recolección terminará con la primera emisión de orina que efectúen en la mañana del día de la práctica, anotando la hora de la última toma.

El día de la práctica traerá la orina recolectada, debidamente rotulada

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 orinarán en los potes 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 (60 kg = 600mL)
2	Isotonicidad	Ingerir NaCl al 0.9% equivalente al 0.5% de su peso corporal (50 kg = 250 mL)
3	Hipertonicidad	Ingerir NaCl al 2% equivalente al 0.3% de su peso corporal (60 kg = 180ml)
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 15 ml para poder efectuar la lectura.
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. Si el uro densímetro toca el fondo se deberá agregar más orina hasta que flote libremente. 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:** El valor de la mayoría de los urodensímetros es de 1.035, aunque algunos están calibrados a 1.045. Si la densidad es demasiado elevado 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

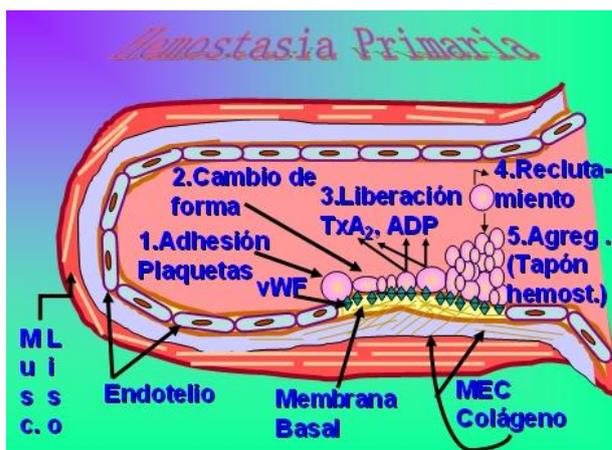
Explica el mecanismo de acción de la furosemida

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;



## PRÁCTICA 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

### INSTRUMENTAL Y/O EQUIPO

Jeringas de 10 ml.

Tubos de ensayo

Gradilla

### 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

#### Determinación del tiempo de coagulación

1.- Con una jeringa desechable obtener 10 ml de sangre venosa de un voluntario.

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

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.

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.

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.

### **Estudio de anticoagulantes in Vitro**

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

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%

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.

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

5.- Añadir 0.2 ml de cloruro de Calcio al 5% a los tubos 2 y 3.

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

7.- Observar y anotar al cabo de ese tiempo lo ocurrido.

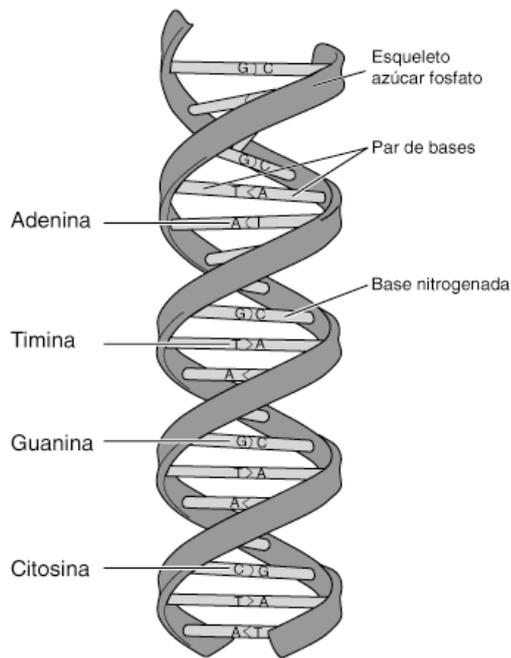
### **BIBLIOGRAFÍA**

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

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

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

**SUB UNIDAD IV**  
**CRECIMIENTO-DESARROLLO-MUERTE**



# PRÁCTICA

## EXTRACCIÓN DE ADN Y LECTURA DEL CÓDIGO GENÉTICO

		Segunda base do código					
		U	C	A	G		
Primera base do código	U	UUU } Phe UUC } UUA } Leu UUG }	UCU } SER UCC } UCA } UCG }	UAU } Tyr UAC } UAA } UAG }	UGU } Cys UGC } UGA } UGG } Trp	U C A G	Tercera base do código
	C	CUU } Leu CUC } CUA } CUG }	CCU } Pro CCC } CCA } CCG }	CAU } His CAC } CAA } Gln CAG }	CGU } Arg CGC } CGA } CGG }	U C A G	
	A	AUU } Ile AUC } AUA } AUG } Met	ACU } ACC } Thy ACA } ACG }	AAU } Asn AAC } AAA } Lys AAG }	AGU } Ser AGC } AGA } Arg AGG }	U C A G	
	G	GUU } Val GUC } GUA } GUG }	GCU } Ala GCC } GCA } GCG }	GAU } Asp GAC } GAA } Glu GAG }	GGU } GGC } Gly GGA } GGG }	U C A G	

### 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
2. Extraer DNA por medio de un método de obtención de ADN comercial
3. Verificar que la extracción de ADN se realizó satisfactoriamente

#### 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 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

## **MATERIAL Y EQUIPO**

Micro pipetas

Tubo Eppendorf de 1.5mL

Micro centrífuga

Baño de agua

## **MATERIAL BIOLÓGICO**

Sangre Humana

## **REACTIVOS**

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

## MÉTODOS Y PROCEDIMIENTOS

1. Extraer 2ml de sangre de un voluntario
2. Colocar la sangre en un tubo con anticoagulante
3. Colocar en un tubo de 1.5ml, 20µl de proteinasa K, 100 µl de sangre
4. Al mismo tubo agregar 100µl de PBS y 200µl de Buffer de lisis. Agitar vigorosamente.
5. Incubar la muestra a 70°C por 10 minutos
6. Agregar al tubo 200 µl de Etanol absoluto
7. Colocar la muestra en la columna de purificación
8. Centrifugar por 1 minuto a 8,000rpm
9. Cambiar el tubo colector
10. Agregar 500 µl de buffer de lavado 1
11. Centrifugar por 1 minuto a 8,000rpm
12. Cambiar el tubo colector
13. Agregar 500 µl de buffer de lavado 2
14. Centrifugar por 1 minuto a máxima velocidad
15. Colocar la columna en un tubo limpio de 1,5ml
16. Agregar 100 µl de buffer de elusión
17. Incubar la muestra a temperatura ambiente durante 5 minutos
18. Centrifugar la muestra por 1 minuto a 8,000rpm
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. 3ª ed. Editorial Panamericana. España
5. Lodish (2005). Biología Celular y Molecular 5ª ed. Editorial Panamericana.

Segunda etapa

## 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, 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**

### Secuencia 01

```
1 ccctaaccct aaccctaacc ctaaccctaa ccctaaccag tacagtagca caccgtaca
61 ccagtagcgt agtacaccgt cagcaccgg tccagggtga gaggggtgctg ctgtgcaagg
121 aatcagtgga gatataaacc ctaaccctaa ccctaaccct aaccctaacc agtacagtag
181 cacaccgta caccagtaca gtagtacacc gtcacgcacc cgtccagggtg gagagggtgt
241 cgctgtgcaa ggaatcagtg gagatataaa ccctaaccct aaccctaacc ctaaccctaa
301 ccctaaccct aaccctaacc agtacagtag cacaccgta caccagtaca gtagtacacc
361 gtcacgcacc cgtccagggtg gagagggtgt cgctgtgcaa ggaatcagtg gagatataaa
421 ccctaaccct aaccctaacc ctaaccctaa ccctaaccct aaccctaacc agtacagtag
481 cacaccgta caccagtaca gtagtacacc gtcacgcacc cgtccagggtg gagagggtgt
541 cgctgtgcaa ggaatcagtg gagatataaa ccctaaccct aaccctaacc ctaaccctaa
601 ccctaaccct aaccctaacc ctaaccctaa ccagtagcgt agcacaccgg tacaccagta
661 cagtagtaca ccgtcacgca cccgtccagg tggagagggt gtcgctgtgc aaggaatcag
721 tggagatata aaccctaacc ctaaccctaa ccctaaccct aaccctaacc ctaaccctaa
781 ccagtagcgt agcacaccgg tacaccagta cagtagtaca ccgtcacgca cccgtccagg
841 tggagagggt gtcgctgtgc aaggaatcag tggagatata aaccctaacc ctaaccctaa
901 ccctaaccct aaccctaacc agtacagtag cacaccgta caccagtaca ctagtacacc
961 gtcacgcacc cgtccagggtg gagagggtgt cgctgtgcaa ggaatcagtg gagagagaac
1021 cctagcccgt gctgtacgc atacacctac tctacatatc cctgcagcac acagcacagc
1081 cgcacttaca cgcgccacag caacgcgccc actcagtcac cggagcagcg ccaccgcctc
1141 aagcttgcc cacacacatc cgcccccccc cgccgaggtc gcctcgcaga cgctcccatt
1201 gtcccacca gcacgcctgt caccgcgctg gctggcactc aggtccccct caccaccagc
1261 acagtcaggg ccggctgaga tgcgctccag gcgcccagac acttcgcca tcatatcagc
1321 cgcacacagc tgtccacggt cgcaggtggc gccggcgcaa caccatcctc gacatggcgg
1381 ccgacaccag cagcgatgca cagctccgac atccccctac gtcgtaggtg cttgaccccg
1441 tcaccatcag aggtggctcc gcgtcagcag agggatagcg gggctgctcg gcttctctac
1501 agactgaaaa tacacggcgc cctgtcatac cacgcgctga gtgtccccag tgtcatccgg
1561 ggggtggaga gcagaagcaa gagaaaagca agaagcaggg caaagaatat atctatggat
1621 gtgtgcaaga gcaactgcgt cgcacgacgc gtctctgtag agtatgtggc cttgcttgca
1681 gagggcgcgc atgacatcgc acgcagtcac gctcttcgcg tgtgttctcc atgttgcca
1741 tgccgaagcc ccagaggggag gataaaggca tgcagaaccg tcttctcgga cttctggcga
```

1801 tctctcggcag aagcgaagcg attttcctgg gccacggttg atgcttgtgg ttgtgtgtgg  
 1861 tgggaatggc atgtgaaagg gaacaaaagg tcagcgatgg tctgcggggc ggtgcatca  
 1921 aagcacaaga cagcagggcg ggtgtaaagg ggggacgagt gcgaatgat gaaaggaccg  
 1981 agggaaggcg cggagatgac gacggggcac gccacgcgt tgcctaaagc agcctgttcc  
 2041 aagagatggc gcgagcctgt gccctccttc tggcacgtca aggagggagg cggccccat  
 2101 ctctgttctt ttccgggatg gtgaagcagg acagttgttg tgagaacaac cggtgaggcc  
 2161 tcgcagggaa gcaaaactag tgcagagtgc aacacaggag tgcagaccg agctctgcta  
 2221 gttttctgtc cattacacgg ggtagcgtta agaggaaaag aacacgaaag acgatgcaaa  
 2281 gggccacgcc gtgtggcgcc tatgtcgggg agtccatcgt gaggcgaagg ctgaccccca  
 2341 tggcctgtag ctcttgata agtagctga aggcgtagg catgttcacc ttggaggtag  
 2401 tccccttggg tttgcagtac gtacagcgat tgtttagcc gaggttaccg cacacgtggc  
 2461 aaatgtccgc cgtgaacatg tcggagctga tgagaagtgc ctcttgagg aggttggacg  
 2521 caccgtagcc aaccatgcag tcgcgctcca tttaccaac gcggagacca cactgcgag  
 2581 accgaccctc ggttggctgg cgagtgcga tcgaccgtgg cccggtcgag cgggctgca  
 2641 tcttgtctgt gaccatgtgc ttaaggcgct ggtagtaaat gggcccaag aaaacgtagc  
 2701 cctgcattaa ctgcgccgtg atgcccgaat aaaagacatc cttgccgtgg tagttgtagc  
 2761 caaaggagag gagctgctgg ctgatgctgt ctgccgattc gccgccgaag gctgtgccgt

## Secuencia 02

1 caagtcgagc ggagtagcaa tacttagcgg cgaacgggtg agtaacacgt gggtaatctt  
 61 cctccgaatc tgggataact ttccgaaagg aaagctaata ccggatagtt ctattggatc  
 121 acaggatttg atagataaag gtttactggt cggagatgag cccgcggccg attagctagt  
 181 tgggtgagta atggctcacc aaggcgacga tcggtagccg gcctgagagg gtgtccggcc  
 241 acaatggaac tgagacacgg tccatactcc tacgggagc agcagttaag aatcttctc  
 301 aatgggcgca agcctgaagc agcgacgccg cgtgaacgaa gaaggtcttc ggattgtaa  
 361 gttcagtaag cagggaaaaa taagcagcaa tgtgatgat gtacctgcct aaagcaccgg  
 421 ctaactacgt gccagcagcc gcgtaatac gtatggtgca agcgttgttc ggaatcattg  
 481 ggcgtaaagg gtgcgtaggc ggacatgtaa gtcagggtg aaaactgggg gctcaaccct  
 541 cagcctgcac ttgaaactat gtgtctggag tttgggagag gcaagtggaa ttccaggtgt  
 601 agcggtgaaa tgcgtagata tctggaggaa caccagtgcc gaaggcgact tgctggctca  
 661 aaactgacgc tgaggcacga aagcgtgggt agtaaacggg attagatacc ccgtaatcc  
 721 acgccctaaa cgttgtctac cagttgttgg gggttttaac cctcagtaa gaacctaacg  
 781 gattaagtga accgcctggg gactatgctc gcaagagtga aactcaagg aattgacggg  
 841 ggtccgcaca agcggtgagg catgtggttt aattcgatga tacgcgaaaa acctcacctg  
 901 ggcttgacat ggagtggaat catatagaga tatatgagcc ttcgggcccg ttcacaggtg  
 961 ctgcatggtt gtcgctcagc cgtgtcgtga gatgttgggt taagtcccgc aacgagcgca  
 1021 acccctatcg tatgttgcta ccatttagtt gggcactcgt acgaaactgc cggtgacaaa  
 1081 cgggaggaag gcggggatga cgtcaaactc tcatggcctt tatgtccagg gccacacagc  
 1141 tgctacaatg gccgatacag agggttgcca actcgcaaga gggagctaat ctctaaaagt  
 1201 cggccccagt tcgattgga gtctgcaact cgactccatg aagtcggaat cgctagtaat  
 1261 cgcgatcag catgccgcgg tgaatacgtt cccggacctt gtacacaccg cccgtcacac  
 1321 cacctgagtg gggagcacc gaagtggg

## Secuencia 03

1 tctcaccctg gaagaagcgg tgcggtggcgt gaccaaagag atccgtattc cgacgctgga  
 61 ggagtgcgac gtttgccacg gcagcggcgc gaaagctggt acgcaaccgc aaacctgtcc  
 121 gacctgtcat ggttctggtc aggtacagat gcgccaggga ttcttctgtg tacagcagac  
 181 ctgcccacac tgcaggggcc gcggtacgct gatcaaagat ccgtgccata aatgtcacgg  
 241 tcatgggctg gttgaaaaga gtaaaactct gtccgttaa atcccggcgg gcgtggatac  
 301 cggcgatcgt atctgtctgg caggcgagg cgaagcggc gagcatggcg caccggcagg  
 361 cgacttgtac gttcaggtcc aggtgaaaca acaccctatt ttcgagcgtg aaggcaataa  
 421 tctttattgc gaagtgccga tcaactttgc gatggcggcg ctccggcgtg aaattgaagt  
 481 gccgacgtta gatggtcgcy tgatgctgaa agtaccgagc gaaacacaaa cgggcaagct  
 541 gttccgtatg cgcggcaaa gcgtgaagtc cgtaccggtt ggcgcgcaa gcgattgtct  
 601 gtgccgtgtg gtagttgaaa cgccggctcg tctgagcga aaacagaagc aattgctaaa  
 661 agatcttcag gaaagttttg gcggcccgc gggagagaaa aacagcccgc gttcaaaaa

## Secuencia 04

```
1 tgggggcagg gctgactgtt gaattgccat ggccaggagc gagtcctcca ccatcggggc
61 cttctactgc tatacatggc attgttggag gcgtggagag ccaactccaa gctaggtctc
121 tgaggataat tcacagatgc acacagccaa gatggtttct caaggaaaac agttaactct
181 ctcacatccc tgagggtcag ggatcaagag gccatatatg acactaccgt gaagggtttg
241 ggaggctgcc atcaaagact cccaacaagc atatgcctgg tggccagaca ctgcaatgct
301 attgctgagg gaagccactc tctccccaa cacaccgacc ctctgtctg cagcctttcc
361 agggagcaag aaaacagtga gcagaagaag acagctctgg ttgcacttct gctttctgga
421 tctctccagt tctatctatt ggcagagcag cacatctaga cccctggctg caggcatgtc
481 ttagaaatgt ggcccttgca atccactgag tgtgacatag acattgagca cacagtccac
541 cctagagaga ggtagaaaaa aatgctgaac acttgttgta aaccaaacac aaatctgcag
601 ttgggcctga cttgaattct tttcatgttt tgatTTTTT taatattat ttttgtatgt
661 atttcacata taagtactgt atttatataa tttccccctc ttctcctccc tccaactctt
721 gagttctttg ctacacatac tctcaaat catggcctct tcttctctt tttttaaata
781 aaagatttac ttatctgtgt attttatgta tacaggttct ttgtctttgt gtacatctga
841 ataccagaaa aggacatcag atcctgttgt agggagctgt gggttgcacg tgagtgtga
901 gaatctaact tagggcctgt ggaagagcat ccaggactcc ttaccattga atcatctctc
961 tagcccctgg cctcttattc tttattattg ttacacatat acatagcat ttataaatac
1021 atcctctgag ataactgagt gttgctcata tgtggttagg aatgacctct tgggattgga
1081 tagcctatca gggggctcat cccaggagaa gactaattct tggtttcta gcaactatta
1141 attgccatc gttctccatc taggggtgga gccttgtgag aattccccca cccatgcggt
1201 catgtctata ggtgctgtca tttttcaggt cttgtttcgt caacaacatg gttgccatc
1261 cctgggtgct gcttccctgt cgtatagaag acatggctcc ccagcagatg ttctggctct
1321 ctggTTTTT taatctttct gtccccctca cctctatggt atgtgaacct taggagttgg
1381 ggttgtgttg tagatgtatc agttggggtt gggttccccg tggtcctgag tctgttgttc
```

## Secuencia 05

```
1 tgcttacaat aatatccacc acccaagcaa gttagttgtg agagcagact tacattgttt
61 caagcataaa attgagccaa agtgggaaga tctgtatgt gccaatggag ggacatggaa
121 aatgagtttt tcaaagggtta aatctgatac cagctggcta tatacggat gccaggata
181 ctgccatcca gctcgtagt attggctact 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 atgggtgctg tgaccgggtt tgtcattttt ggggatcaaa cggacagata ttttctttgt
481 gtacataact tagtgctgac gtttatttca gatataccat gatatacatc gtactatgta
541 ggatattaga agttaagagg ggaagtcatc agttatatca cgtggtttca ctattattta
601 tattcttagg taatagagga tatctcaaac ttcgccacac tgtgtgtttg tccaacttta
661 ttgcttttga tagtgaatta ctatcatgag taaaagattt agctggtagc taaaaagaaa
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
5. Lodish (2005). Biología Celular y Molecular 5ª ed. Editorial Panamericana.

# APÉNDICES

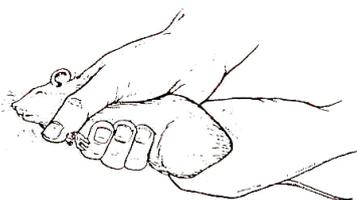
## APÉNDICE A

### MANEJO DE ANIMALES.

El manejo adecuado facilita la recolección de datos, tanto de los animales control como de los tratados; es decir, antes, durante y después de la manipulación. Si el manejo no es el indicado, este solo hecho puede condicionar a respuestas anómalas o alteradas a los fármacos.

Habitualmente, los animales para experimentación se obtienen en un bioterio, sitio en donde se producen, cuidan y domestican; sin embargo se deben manipular con calma y precaución para evitar que ataquen por temor o desconfianza. Al manipular animales se debe tener en cuenta que la conducta social en cautiverio es distinta a la conducta del estado libre, debido a la influencia directa del medio ambiente. Los animales de laboratorio, confinados en jaulas, están imposibilitados para procurarse agua y alimento y de vivir en el medio ambiente que más les beneficie. Ello suele inhibir una de las conductas de supervivencia más características de todas las especies biológicas libres, la agresividad; que también disminuye por el contacto cotidiano con las personas que los cuidan y alimentan. A pesar de ello ninguna de las indicaciones específicas que se describen para cada especie es innecesaria.

Por otro lado, cuando se efectúa un experimento con varios animales es necesaria su identificación. Para los experimentos cuya duración es solo de varias horas, el procedimiento más sencillo es una mancha de tinta en diversas zonas del cuerpo. En los experimentos crónicos es preferible el sistema de perforación o cortes en las orejas.



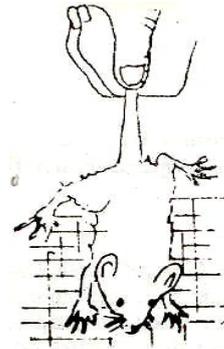
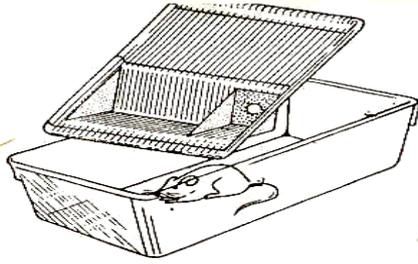
### **1. Manejo de la Rata.**

Es recomendable cambiar de sitio la jaula en donde se encuentran los animales de experimentación, dejarlos libres para permitir que los animales se asomen y capten el hecho de que van a ser manipulados. Una recomendación, tener las manos limpias para que el olor de sustancias químicas, alimentos y de otros animales no los inquieten.

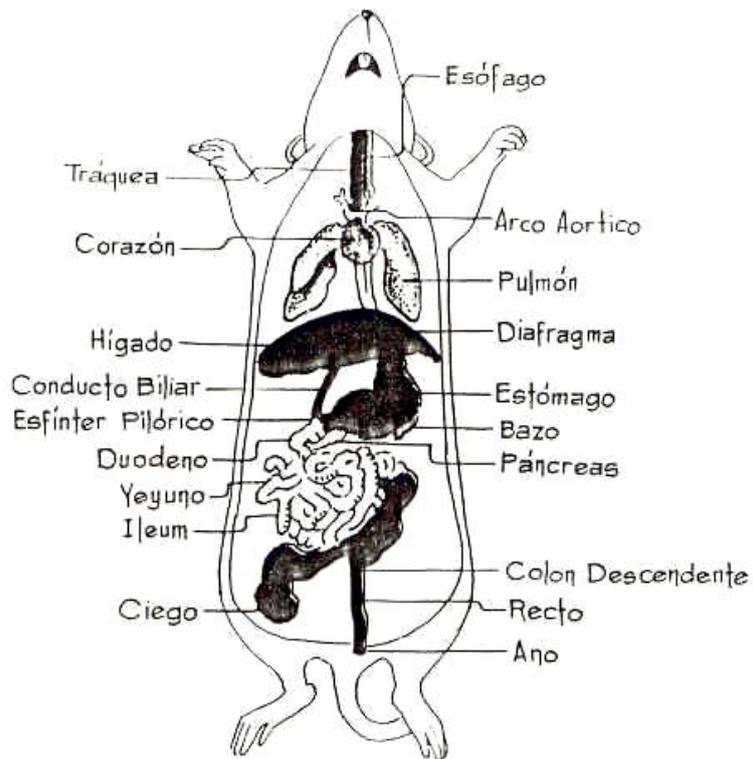
Para sacar una rata de la jaula se le debe tomar suavemente del cuerpo o de la cola; si se inquieta, apoyarla en el otro brazo o en una superficie rugosa. Dejarla ahí un momento para que se tranquilice y luego colocar la palma de la mano sobre el dorso del animal y cerrar los dedos pulgar, índice y medio alrededor del cuello; el anular y el meñique alrededor del tórax para sostenerla, se debe presionar firme pero suavemente y evitar brusquedades y no producirles asfixia.

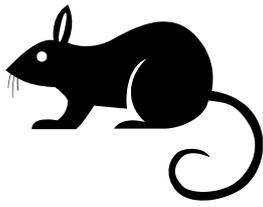
Si el animal opone resistencia, deslizar el dedo pulgar hacia la mandíbula inferior y al presionarla se cierra el hocico para evitar que muerda. Se recomienda no manejar animales muy inquietos o agresivos.

El sexo del animal se determina al levantar a este; en el macho se aprecia la bolsa escrotal, que contiene los testículos, y que está ausente en la hembra.



## ANATOMÍA DE LA RATA.





## 2. Manejo del ratón

El ratón es un animal muy sensitivo, nervioso y rápido; siempre trata de no ser atrapado y arremete cuando se siente amenazado. Es capaz de detectar inmediatamente a una persona extraña manipulándolo. Se recomienda no introducir bruscamente la mano en la jaula.

Para sacarlo de la jaula se puede introducir la mano y colocar los dedos por debajo de su cuerpo para que suba a la palma de la mano o cogerlo por la cola. Con esta maniobra se determina el sexo como se hizo con la rata.



## de la rana

Las ranas son animales de piel lisa y suave, ojos saltones que pueden ver casi en cualquier dirección y tímpanos auditivos externos. Los adultos carecen de cola. La mayoría de ellas tienen patas traseras largas, que les permiten dar grandes saltos, y pies palmados que las convierten en excelentes nadadoras.

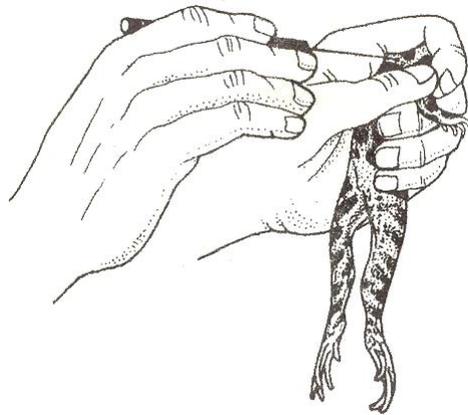
Las ranas viven en diferentes hábitats, pero la mayoría de ellas prefiere las regiones húmedas. Aunque respiran aire, las ranas pueden permanecer sumergidas durante largos periodos, absorbiendo oxígeno a través de la piel.

Las ranas se alimentan principalmente de insectos, gusanos, arañas y ciempiés, aunque las acuáticas a veces comen otras ranas, renacuajos y peces pequeños, mientras que las ranas más grandes pueden comer animales del tamaño de los ratones o las serpientes acuáticas recién nacidas. En ocasiones pueden capturar presas demasiado grandes para comérselas de una sola vez, en cuyo caso las dejan sobresalir de la boca y las ingieren gradualmente, atragantándose o regurgitándolas.

Los sapos difieren, en su aspecto externo, de las ranas en que su piel es más seca y con frecuencia está cubierta de verrugas; además, la mayoría de ellos pasa la mayor parte de su vida en tierra.



### **Método para descerebrar a las ranas.**



Para este procedimiento se debe tomar en cuenta las siguientes consideraciones:

Se debe sujetar firmemente a la rana y de tal manera que se le pueda flexionar la cabeza hacia delante con el dedo índice. (Ver figura A).

La punción se efectúa en un punto en donde se cruzan dos líneas imaginarias:

Una de las líneas une los bordes posteriores de las ventanas auriculares.

La otra línea corresponde al eje céfalo caudal (el equivalente a la línea vertebral del humano). (Ver figura B).

Para destruir la médula espinal:

Se introduce el estilete en dicho punto, hasta sentir que ya se cae en canal medular.

Para destruir los hemisferios cerebrales:

El estilete, se dirige hacia los lados, haciendo movimientos circulares.

Método para desmedular a la rana:

Se corta con una tijera parte de la cabeza, de un solo tajo y de forma transversal a través de la boca, y por detrás de los ojos. Posteriormente limpiar el exceso de sangre y se observa el canal medular.

Se destruye la medula espinal, introduciendo el estilete a través del canal medular, efectuando movimientos rotatorios.

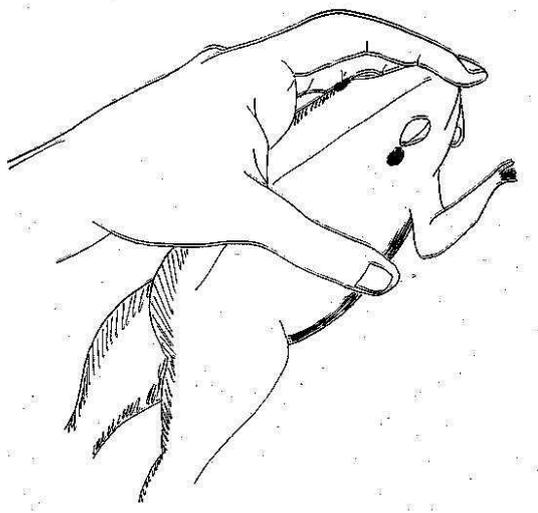
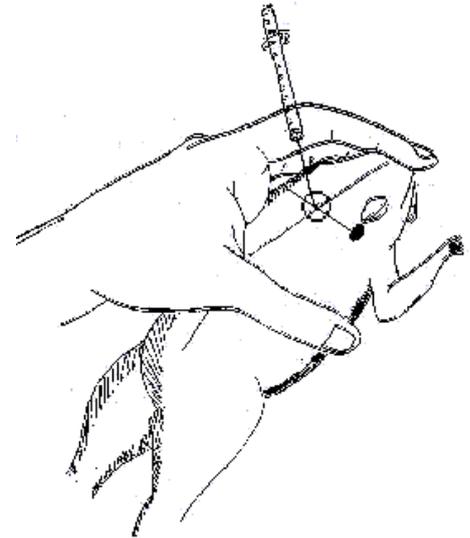


Figura A



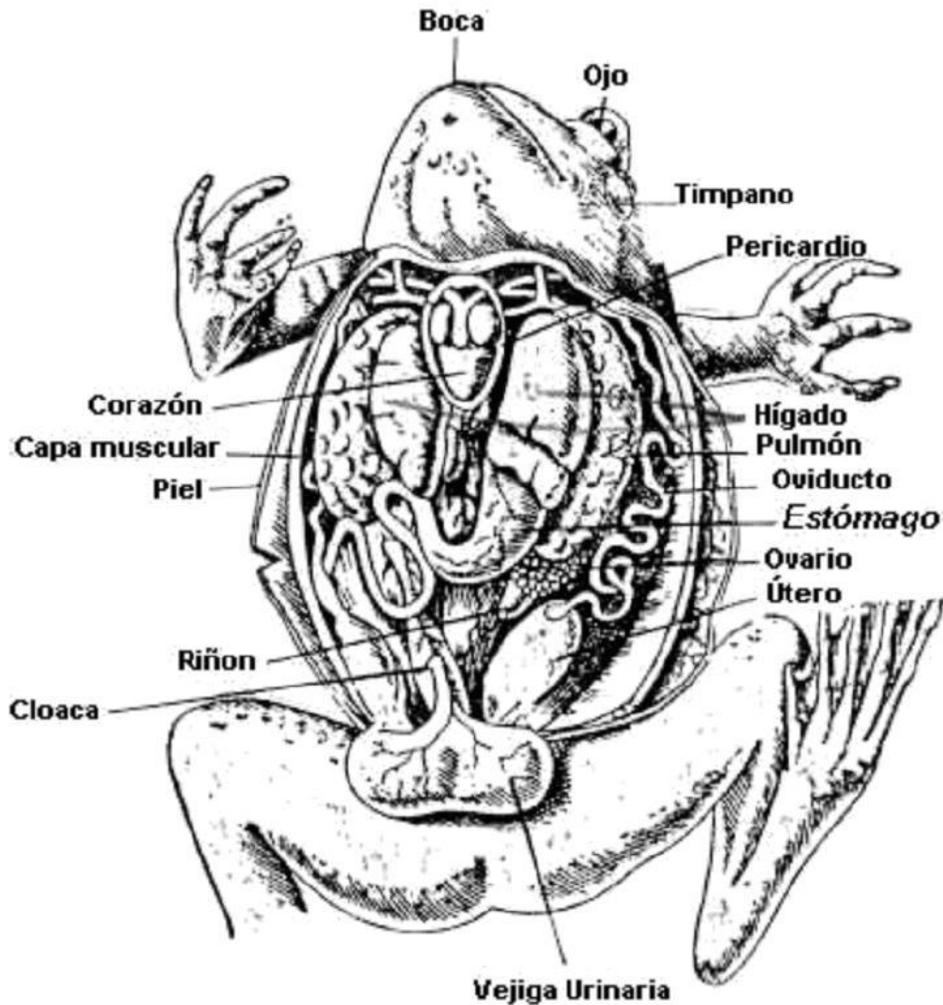
Figura

B

#### PROCEDIMIENTOS.

Manejo de animales. El profesor demostrará el manejo adecuado de los animales que se utilizan en el laboratorio, posteriormente los alumnos manejarán los distintos animales; el profesor verificará directamente si cada uno de los integrantes de las mesas de trabajo lleva a cabo satisfactoriamente las maniobras para el manejo de los animales.

Descerebrar y disecar una rana. Con el conocimiento previo de esta técnica descerebrar una rana y posteriormente abrirla por la parte ventral para conocer su anatomía interna.



**Dosificación.** Se llama dosis a la cantidad de fármaco necesario para que se presenten determinadas reacciones en el sujeto de estudio. A la rama de la terapéutica que trata de las dosis en que deben administrarse los medicamentos se le denomina Posología. Se efectuarán ejercicios de cálculo de dosificación para un fármaco específico en función de dosis indicadas por el profesor y el peso de las ratas.

**Administración de fármacos en la rata.**

**Vía Oral.** Se cubre el cuerpo de la rata con un paño desde el cuello hasta las extremidades inferiores, una vez que la rata este bien sujeta e inmóvil se le introduce al hocico una cánula (previamente insertada a una jeringa que contenga el fármaco), si el animal tose o se torna cianótico probablemente la cánula está en la tráquea, si esto ocurre retirarla de inmediato, si no hay contratiempo administrar el fármaco.

**Vía Intraperitoneal.** Se sujeta firmemente a la rata por la parte posterior del cuello y del dorso, se presenta el abdomen, y otra persona le administra el fármaco (inyectando con aguja especial) en el cuadrante inferior a la izquierda de la línea media del abdomen, la aguja debe formar un Angulo de aproximadamente 10° con la superficie de la piel, para evitar penetrar la vejiga o un asa intestinal.

## APÉNDICE B

### UNIDADES DE MEDIDA

Los resultados de los experimentos de laboratorio derivan de mediciones, las cuales se realizan manualmente o con equipo, éstos consisten de un número y una unidad; es importante manejar unidades que sean reconocidas universalmente.

Por tal motivo utilizaremos un sistema de unidades bien definidas y valederas en todas partes; la Oficina Internacional de Pesas y Medidas ha desarrollado un sistema de unidades universalmente reconocido, que es el **Sistema Internacional de Unidades (SI)**, que define con precisión las unidades, éste sistema es una ampliación del sistema métrico decimal

Las unidades de peso y medida más empleadas en los cálculos de las prácticas de laboratorio son:

Unidad de longitud	metro	(m)
Unidad de tiempo	Segundo	(seg.)
Unidad de masa	gramo	(g)
Unidad de volumen	metro cúbico	(m <sup>3</sup> )
Unidad de superficie	metro cuadrado	(m <sup>2</sup> )
Cantidad de Sustancia	mol	mol
Intensidad de corriente eléctrica	ampere	A
Concentración de sustancia	mol/metro cúbico	mol/m <sup>3</sup>
Velocidad	metro por segundo	m/s

Los submúltiplos de estas unidades son:

Unidad de longitud

Metro:	Símbolo	Equivalencia
decímetro	dm	0.1 m = 10 <sup>-1</sup> m
centímetro	cm	0.01 m = 10 <sup>-2</sup> m
milímetro	mm	0.001 m = 10 <sup>-3</sup> m
micra	μ	0.001 mm = 10 <sup>-3</sup> mm
milimicra	mμ	0.001 μ = 10 <sup>-6</sup> mm

Unidad de masa

Gramo:

decigramo	dg	$0.1 \text{ g} = 10^{-1} \text{ g}$
centigramo	cg	$0.01 \text{ g} = 10^{-2} \text{ g}$
miligramo	mg	$0.001 \text{ g} = 10^{-3} \text{ g}$
microgramo	$\mu\text{g}$	$0.001 \text{ mg} = 10^{-6} \text{ g}$
Nanogramo	ng	$0.001 \text{ mcg} = 10^{-9} \text{ g}$
Pico gramo	pg	$0.0001 \text{ ng} = 10^{-12} \text{ g}$

Unidad de cantidad de sustancia expresada en gramos = Mol.

Mol		
milimol	mmol	0.001 mol
micromol	$\mu\text{mol}$	0.000 001 mol

***Conversiones de Unidades de un sistema a otro.***

1 m	=	3.28 pies
1 m	=	1.093 yardas
1 pie	=	30.48 cm
1 pie	=	12 pulgadas
1 pulgada	=	2.54 cm
1 milla	=	1.609 km
1 libra	=	0.454 g
1 kilogramo	=	2.2 libras
$1 \text{ cm}^3$	=	1 ml
1 litro	=	$1000 \text{ cm}^3$
1 galón	=	3.785 litros

**Conversiones de escala: Celsius, Kelvin y Fahrenheit**

Para convertir de grados Celsius a grados Kelvin:

$$^{\circ}\text{K} = ^{\circ}\text{C} + 273$$

Para convertir de grados Kelvin a grados Celsius:

$$^{\circ}\text{C} = ^{\circ}\text{K} - 273$$

Para convertir de grados Celsius a grados Fahrenheit:

$$^{\circ}\text{F} = 1.8 ^{\circ}\text{C} + 32$$

Para convertir de grados Fahrenheit a grados Celsius:

$$^{\circ}\text{C} = \frac{{}^{\circ}\text{F} - 32}{1.8}$$

### **Para expresar concentraciones**

La *concentración de sustancias* cuya **masa molecular se conoce** se expresa en forma de cantidad de sustancia, es decir, en moles por litro o en submúltiplos.

La *concentración de sustancias* cuya **masa molecular se desconoce o es dudosa** se expresa en Kg./l o en submúltiplos.

La concentración en forma de cantidad de sustancia no debe ser denominada “concentración molar”

*Actividad Enzimática.* La unidad de actividad catalítica es el mol por segundo: mol/seg. (También llamado Katal) y corresponde a la cantidad de sustrato transformado por segundo.

*Concentración de iones hidrógeno.* La concentración de hidrogeniones en los líquidos biológicos se expresa en nmol/l, así como en unidades de pH.

## **TEORÍA DE PH**

### **Ionización y Disociación**

En 1887 Arrhenius dio a conocer la clasificación de las sustancias de acuerdo a la posibilidad de que éstas, al disolverse en agua dieran origen o no, a soluciones conductoras de la corriente eléctrica.

Las sustancias solubles en agua y cuyas soluciones son capaces de conducir la corriente eléctrica se llaman ELECTROLITOS, a diferencia de aquellas cuyas soluciones no tienen propiedades conductoras llamadas NO ELECTROLITOS. Esta propiedad se debe a la presencia de partículas con carga eléctrica en el seno de la solución.

**Ionización.** Formación de iones.

**Disociación.** Liberación de iones ya formados.

Los ácidos, bases y sales son sustancias que al disolverse dan iones.

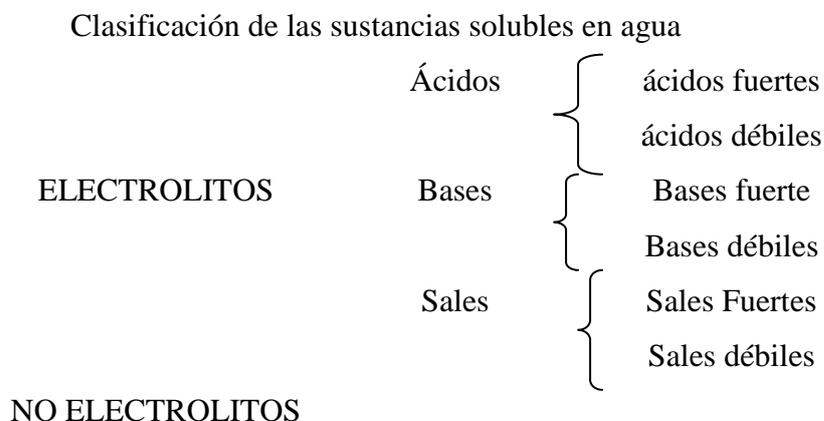
### **IONES.**

Al disolverse un electrolito ocurren los siguientes fenómenos: si el electrolito está ya ionizado, se produce la DISOCIACIÓN ELECTROLÍTICA o separación de los iones; si el electrolito no está ionizado, ocurre primero la IONIZACIÓN o formación de iones y simultáneamente éstas se separan (disociación).

### **Clasificación de Electrolitos**

De acuerdo con el grado de disociación que presentan los electrolitos, éstos se clasifican en FUERTES y DEBILES; ELECTROLITO FUERTE es aquel cuyo grado de

disociación es muy alto; ELECTROLITO DÉBIL es aquel que presenta bajo grado de disociación.



### Ácidos, bases y sales.

Un ácido es un electrolito, por lo consiguiente es un productor de iones. A continuación se presentan tres definiciones diferentes para la caracterización de lo que es un ácido.

- Arrhenius. Es una sustancia con sabor a vinagre, que enrojece el papel tornasol azul y desprende hidrógeno al reaccionar con metales.
- Bronsted – Lowry. Sustancia donadora de protones
- Lewis. Sustancia aceptora de pares electrónicos no compartidos.

Ejemplo:

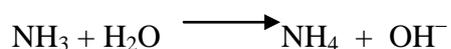


Este ejemplo se ajusta a las tres definiciones.

Siguiendo las mismas ideas, en cuanto a las bases, tenemos:

- Arrhenius. Sustancia con sabor a lejía, que deja azul el papel tornasol tojo y que forma sales con los ácidos.
- Bronsted – Lowry. Sustancia aceptora de protones o liberadora de oxhidrilos.
- Lewis. Sustancia donadora de pares electrónicos.

Ejemplo:



Además como los ácidos ceden protones y las bases lo captan, el lógico que a cada ácido le corresponda una base; esto es:



En la fórmula 1 el ión cloruro es la base conjugada de HCl.

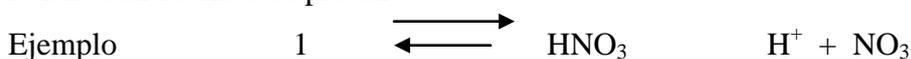
En cuanto a las sales, es un hecho muy conocido que resulta de la reacción entre un ácido y una base. Ejemplo:



### Fuerza de ácidos y bases.

La fuerza de un ácido se mide por su mayor o menos tendencia a perder protones.

Un ácido fuerte es aquel que pierde su protón con bastante facilidad; un ácido débil retiene con fuerza a su protón.

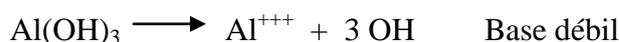


La magnitud de las flechas nos indica que en el equilibrio casi todas las moléculas de ácido nítrico han perdido un protón. Grado de disociación alto.

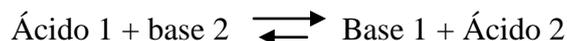


En este caso, es mayor el número de moléculas de ácido sin disociar. Ácido débil típico.

Por otra parte, una base fuerte tiene una fuerte atracción para un protón; las bases débiles tienen poca atracción por los protones. O bien, base fuerte disocia gran cantidad de oxhidrilos y base débil, muy pocos, ejemplo:



Por último, debemos considerar que una misma sustancia puede ser ácido o base, según la reacción en la que interviene. Siempre que un ácido cede un protón o exista una base que lo acepta. Esto se puede ejemplificar:



### Constante de Disociación.

Es un valor que nos indica el grado de disociación de un electrolito. La fórmula de la constante (K) de un ácido es:

$$K = \frac{[\text{A}^-][\text{H}^+]}{[\text{HA}]}$$

$\text{HA}$  = molécula sin disociar  
 $\text{H}^+$  = hidrogenión  
 $\text{A}^-$  = anión

Como puede observarse, representa la reacción que se da entre la concentración de los iones disociados de un electrolito y la concentración de las moléculas del mismo que quedan sin disociar.

Por observación puede deducirse que el valor de K aumenta o disminuye proporcionalmente a la fuerza del electrolito.

Con el objeto de manejar cantidades de magnitud aceptable la K suele convertirse en un logaritmo negativo, al cual se le llama pK.

Ejemplo para el ácido acético.

$$K = 1.74 \times 10^{-5}$$

$$PK = -\log K = -\log (1.74 \times 10^{-5})$$

$$PK = 4.76$$

**Ionización del agua y producto iónico.** A pesar de que el agua es una molécula fundamentalmente neutra, tienen cierta tendencia a ionizarse. Para poder entender esta reacción se observa que el agua puede actuar como un ácido y también como una base.



Una molécula de agua puede transferir un protón a otra molécula para dar un ión hidronio.

(H<sub>3</sub> O) y un ión hidroxilo (OH), de modo que el agua es el donador del protón y el aceptor del protón al mismo tiempo. Todas las sustancias que pueden liberar los dos tipos de iones del disolvente y se llaman anfóteras o **anfólitos**



Para efectos prácticos, es suficiente escribir la ecuación anterior, siempre que recordemos que un protón *nunca* se encuentra en una solución acuosa como Ion libre, sino que siempre está asociado a una o más moléculas de agua.

El equilibrio descrito en la ecuación anterior puede expresarse mediante el **producto iónico**

(K<sub>w</sub>) del agua, que a 25°C es de 10<sup>-14</sup> M: (M indica moles por litro)

$$K_w = [H^+] [OH^-]$$

Puesto que el producto iónico es una constante y no pueden variar independientemente. Si modificamos [ H<sup>+</sup> ] o bien [ OH<sup>-</sup> ] añadiendo sustancias ácidas o básicas al agua, la concentración cambia en función del de ello. Una solución con una [ H ] alta tiene una [ OH ] baja, y viceversa.

Si tomamos agua pura a la que no se han añadido sustancias ácidas ni básicas, todos los iones  $H^+$  y  $OH^-$  deben proceder de la disociación de la propia agua. En estas condiciones, las concentraciones de  $H^+$  y  $OH^-$  son iguales, de modo que a  $25^\circ C$  se dice que la solución es neutra.

El producto iónico del agua  $K_w$  aumenta apreciablemente con la temperatura.

$$K_w = [H^+][OH^-] = 10^{-14}$$

Como los ácidos liberan hidrogeniones y las bases, a su vez, hidroxiliones, podemos incluir ambos grupos de sustancias en una escala única de medida.

En consecuencia, una disolución será ácida cuando la concentración de iones hidronio sea superior a los iones hidroxilo, es decir, superior a  $10^{-7}$ ; neutra cuando sea igual a esta cifra, y básica o alcalina, cuando sea menor que  $10^{-7}$ .

## LA ESCALA DE pH Y LOS VALORES FISIOLÓGICOS DE pH

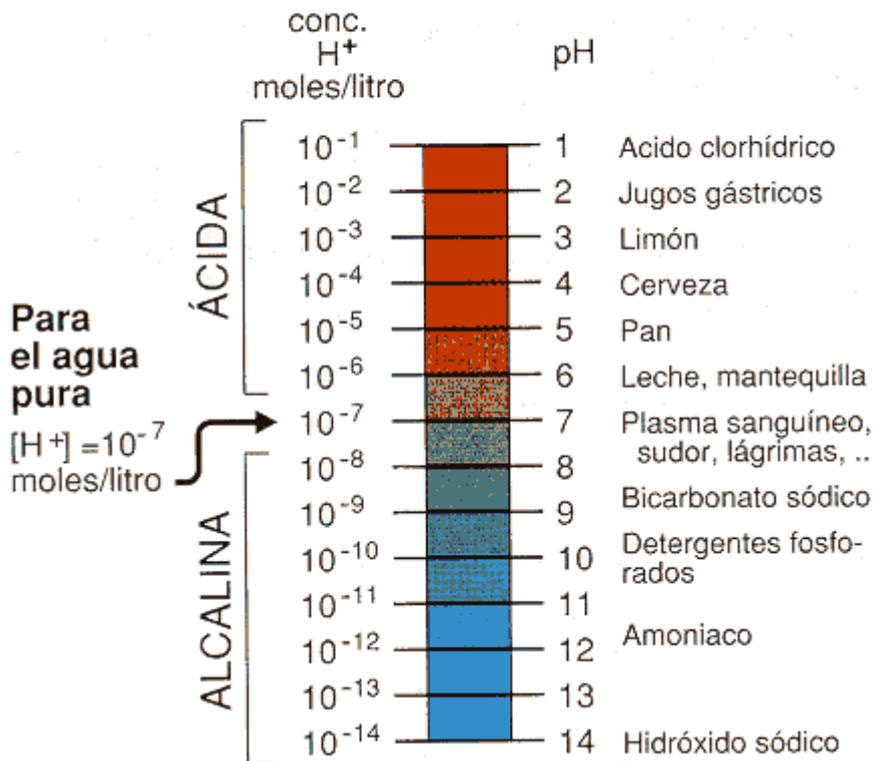
Para no tener que trabajar con las potencias negativas de  $10$ , casi siempre tiene que expresar la concentración del ión hidrógeno como pH, definido como

$$pH = -\log [H^+]$$

Cuanto más alta sea la  $[H^+]$  en una solución, menor será el pH, de modo que un pH bajo corresponde a una molécula ácida. Por otro lado, una  $[H^+]$  baja debe ir acompañada de una  $[OH^-]$  alta, de modo que un pH alto corresponde a una solución básica.

El pH del agua es 7 y lo consideramos neutro. Valores mayores serán básicos o alcalinos y valores menores ácidos.

$$\text{pH} = -\log_{10} [\text{H}^+] \quad (\text{Tomado de Biología COU - Anaya})$$



Como la escala de pH es una escala logarítmica con base 10, el pH cambia a una unidad por cada cambio de potencia de 10 en la sustancia  $[\text{H}^+]$ .

También se observa que el pH disminuye al aumentar la  $[\text{H}^+]$ .

Es decir, cuando el pH tiene valor más bajo la solución es más ácida y cuando el pH es más alto quiere decir que la solución es básica.

Con frecuencia se mide el pH de la solución mediante un pH-Metro que es un dispositivo electrónico con un electrodo que se inserta a una solución de pH desconocido.

También se suele emplear papel indicador para medir el pH de la solución si no se requiere tanta precisión.

Para usar el papel indicador del pH se coloca una gota de la solución sobre este papel especial, el cual cambia de color de inmediato a un color característico asociado con un pH determinado.

Se emplean escalas logarítmicas similares a las del pH para representar a otras cantidades

### **LOGARITMO.**

El logaritmo de un número es el exponente o potencia a la que un número fijo, llamado base, se ha de elevar para dar un número dado. Por ejemplo, en la expresión  $10^2 = 100$ , el logaritmo de 100 en base 10 es 2. Esto se escribe como  $\log_{10} 100 = 2$ . Los logaritmos fueron originalmente inventados para simplificar los procedimientos aritméticos de multiplicación, división, potencias y extracción de raíces, pero actualmente tienen muchas aplicaciones tanto en las matemáticas puras como en las aplicadas.

	Número	Base	Potencia	Logaritmo
$1000 = 10^3$	1000	10	3	3
$100 = 10^2$	100	10	2	2
$10 = 10^1$	10	10	1	1
$1 = 10^0$	1	10	0	0

### **GRÁFICAS**

La importancia creciente que está adquiriendo la aplicación de los métodos cuantitativos en la práctica médica hace necesario que el estudiante posea algunos conocimientos de estadística.

El estudiante debe estar capacitado para saber seleccionar, de una gran cantidad de información, aquella que le será de verdadero valor. Por otra parte es indispensable que el médico pueda representar esquemática y objetivamente las distintas variaciones que sufre el organismo por medio de gráficas

Una gráfica es la representación esquemática de las variaciones que sufren las distintas magnitudes que intervienen en fenómenos físicos, químicos, biológicos o de cualquier índole. Las gráficas tienen por finalidad demostrar rápidamente la relación que guardan las magnitudes comparadas.

#### **Requisitos generales de una gráfica:**

- ✓ Debe ser sencilla y auto explicativo, conteniendo los datos de identificación como son título, escalas numéricas, unidades y leyendas.
- ✓ Debe presentar fielmente los hechos.

- ✓ La variable dependiente (la que cambia como resultado de alteraciones hechas a otra) se colocará a lo largo del eje vertical (ordenadas) y la independiente a lo largo del eje horizontal (abscisa).
- ✓ Las escalas deben escogerse en tal forma que los puntos queden lo más espaciados posible sobre la página de papel.

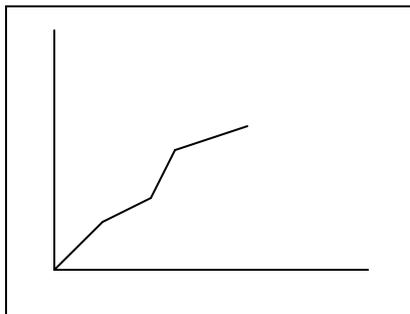
### **Partes principales de una gráfica**

- a) *Título*. Característica que describe el contenido de la gráfica, se debe escribir en la parte superior de la hoja. Número de gráfica (cuando existe más de una gráfica en el trabajo).
- b) *Diagrama*. Tipo de trazo empleado: barras, líneas, sectores circulares, etc.
- c) *Escala*. División de las variables a comparar, de acuerdo al sistema de coordenadas rectangulares.
- d) *Fuente*. La fuente de los datos con los cuales fue construida la gráfica, se escribe en la parte inferior derecha.
- e) *Claves explicativas o leyendas*. Cuando se representa gráficamente más de una variable, cada una debe estar claramente diferenciada por medio de leyendas o aclaraciones.

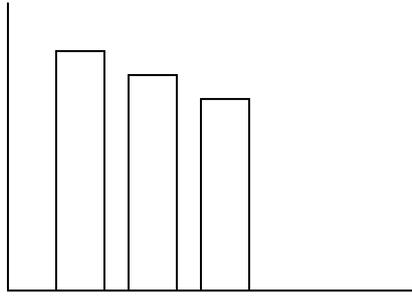
Entre las diferentes clases de gráficas que existen, las más importantes son:

- ❖ Gráfica poligonal. En este tipo de gráfica las variaciones de los fenómenos se representan por medio de puntos los cuales se unen para representar la marcha de dicho fenómeno. Para su elaboración

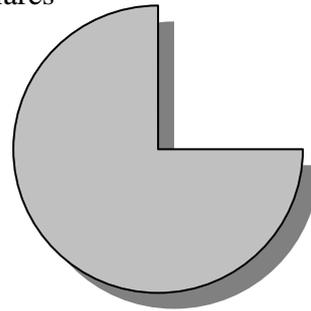
Se utiliza papel de preferencia milimétrico en el cual se trazan dos rectas perpendiculares entre sí que se cortan en cero



❖ Diagrama de Barras



❖ Gráfica de sectores circulares



## APÉNDICE C.

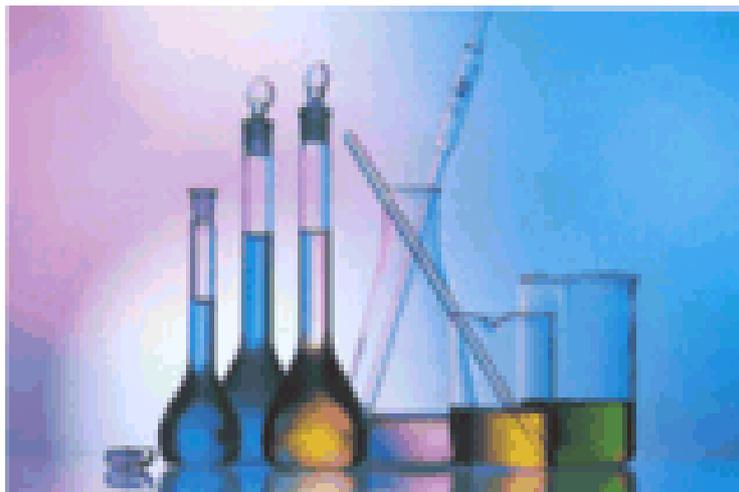
### SOLUCIONES

Las soluciones o dispersiones se consideran como la combinación y mezcla de dos o más sustancias. También se puede definir como la interposición de las partículas de una sustancia en el seno de otra.

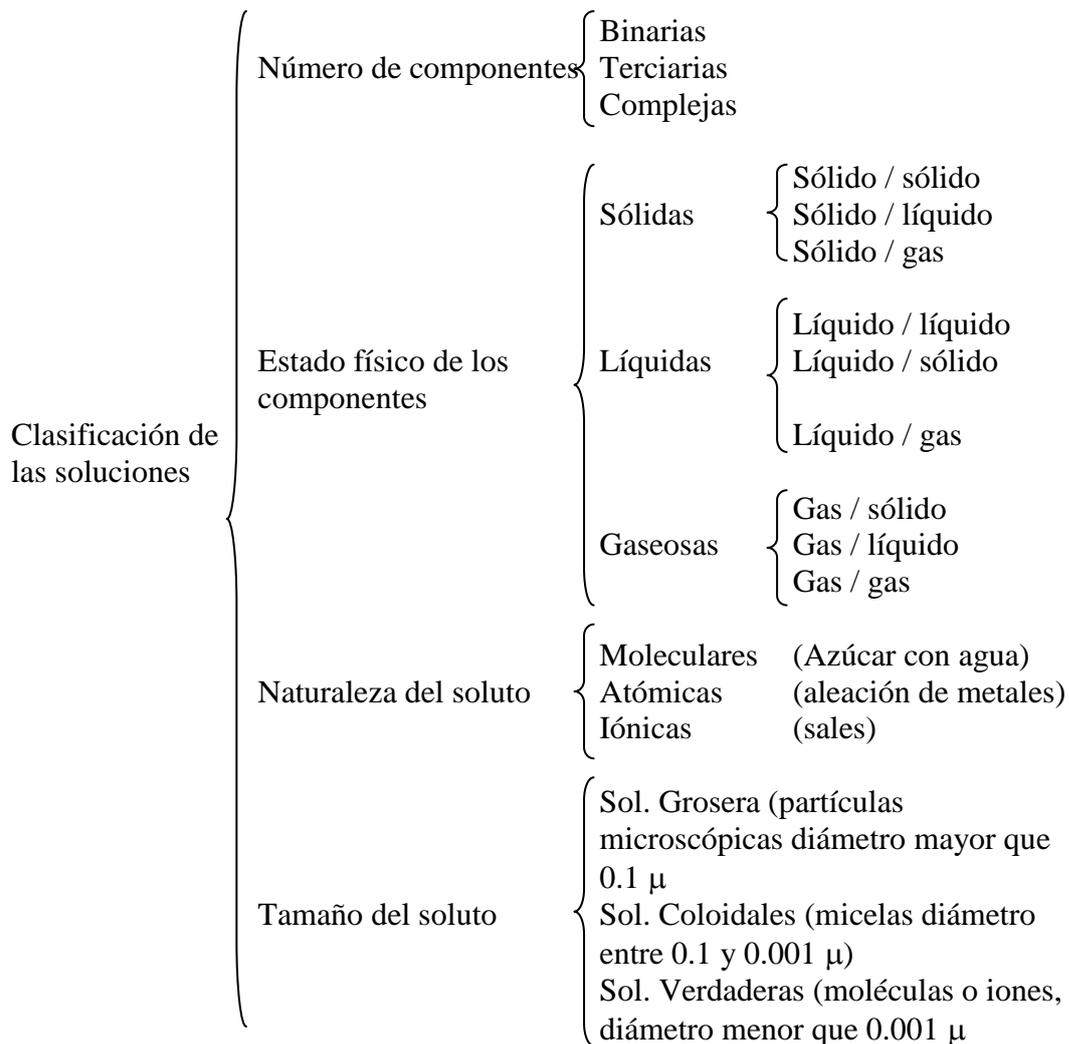
Toda solución o dispersión consta de dos fases o partes principales:

**Soluto o fase dispersa.** Sustancia dispersa en el medio de dispersión. Esta fase es discontinua, se encuentra en menor cantidad, se llama también fase interna.

**Solvente o fase dispersante.** Es el medio de dispersión (separa las partículas del soluto en una solución. Esta fase es continua, se encuentra en mayor cantidad, se llama también fase externa.



Clasificación de las soluciones:



**Tamaño del soluto.**

**Soluciones Groseras.** Son dispersiones en las cuales las partículas dispersas son invisibles a simple vista pero visibles al microscopio ordinario, poseen un diámetro mayor de 0.1  $\mu$

Son sistemas heterogéneos en los cuales las partículas se sedimentan por influencia de la gravedad, se pueden separar por procedimientos ordinarios de filtración, no son estables y no atraviesan membranas permeables. Ejemplo: emulsiones y suspensiones.

**Sistemas Coloidales.** Son dispersiones en las cuales las partículas dispersas se llaman micelas

El tamaño de las partículas de un sistema coloidal es mucho mayor que el de las de una solución verdadera, su diámetro oscila entre 0.1 y 0.001 micras y el número de ellas por unidad de volumen es mucho menor.

Debido a que las partículas son demasiado pequeñas no son visibles al microscopio ordinario, pero son visibles al ultramicroscopio (fondo oscuro) ya que manifiestan cierta opalescencia con una iluminación lateral sobre fondo oscuro, la presencia de ellas está indicada algunas veces por la turbidez.

Los sistemas coloidales son heterogéneos porque hay dos fases presentes en ellos. Aunque las partículas no se sedimentan por influencia de la gravedad, se pueden separar por medios físicos como la ultra centrifugación (10 000 ó 100 000 r.p.m.) y la filtración a través de filtros especiales de porosidad extremadamente finos llamados ultra filtros, a este proceso se le denomina ultra filtración. No atraviesan membranas dialíticas (celofán, colodión. Ejemplo: las proteínas de la sangre o de la leche.

Con base en lo anterior puede definirse una solución coloidal como la dispersión heterogénea de por lo menos dos fases inmiscibles.

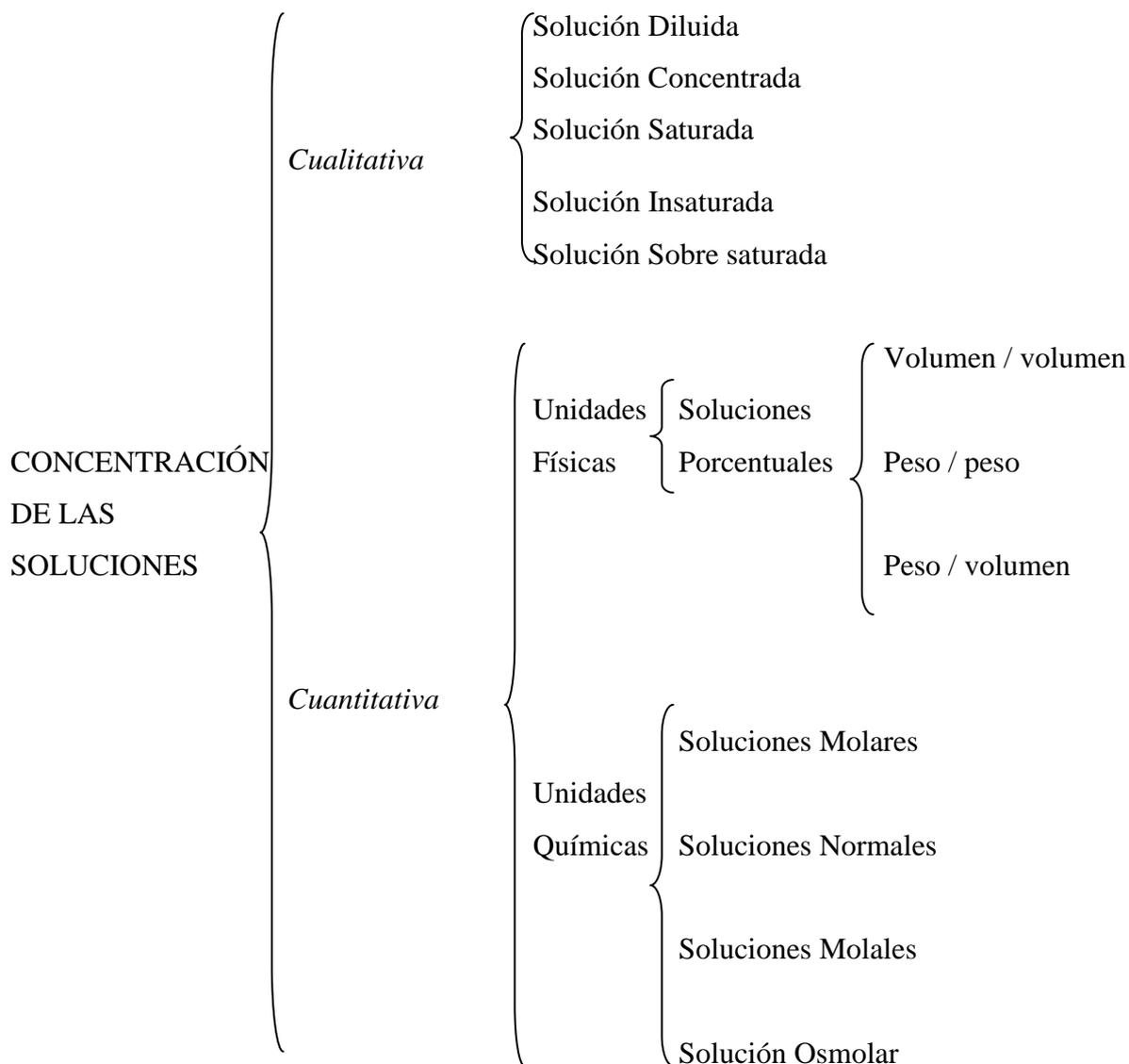
**Soluciones Verdaderas.** Son dispersiones en las cuales las partículas dispersas a través del disolvente pueden ser moléculas o iones. Estas partículas disueltas le dan a la solución propiedades específicas, como color y conductividad eléctrica; no son visibles a ningún microscopio, son estables a la gravedad y atraviesan las membranas permeables, dialíticas, pero no las semi-permeables como pergamino, tegumentos, etc.

El tamaño de las partículas es extremadamente pequeño (diámetro menor de  $0.001 \mu$ ) y, por consiguiente, el número de partículas por unidad de volumen es elevado.

Estas dispersiones iónicas y moleculares producen un sistema homogéneo ya que no se puede detectar la presencia de más de una fase por los métodos físicos de los que se dispone hoy en día. En el laboratorio trabajaremos con soluciones verdaderas.

### Expresión de la concentración de una solución

**Concentración de una solución.** Es la cantidad precisa de soluto contenido en una cantidad dada de solución. Las concentraciones de soluciones pueden expresarse en distinta forma.



En las soluciones cuyas concentraciones se expresan en forma cualitativa, la cantidad del soluto o Fase dispersa no se mide por ningún tipo de unidades, es decir, no se sabe la cantidad precisa que está presente en ellas. En cambio en las soluciones expresadas en forma cuantitativa sí se sabe la cantidad precisa de soluto que está presente y puede ser medido en unidades físicas y químicas.

## UNIDADES FÍSICAS

### Soluciones Porcentuales

Expresan la concentración del soluto en 100 partes de solución final. Se pueden dividir en tres tipos diferentes:

- a) De volumen en volumen (v / v)
- b) De peso en peso (p / p)
- c) De peso en volumen (p / v)

DE VOLUMEN EN VOLUMEN (v / v) Se refiere a las soluciones de líquido en líquido. Para preparar una solución porcentual consideremos a las sustancias como “químicamente puras”, es decir, que tienen un 100% de pureza; para fines prácticos se emplean 100 ml como volumen final de la solución y la cantidad en mililitros de soluto empleada en la solución se expresa en forma porcentual. Por ejemplo: si tenemos una solución de alcohol de 96%, queremos decir que por cada 100 ml de solución, 96 ml son alcohol puro y el resto (4 ml) es agua y otro solvente.

Se pueden preparar soluciones porcentuales diluidas, partiendo de una más concentrada, aplicando una regla de tres simple que permite calcular los volúmenes del soluto. Por ejemplo:

¿Cuántos mililitros de alcohol al 96% se necesitan para preparar 100 ml de alcohol al 15%?

$$\begin{array}{l} \text{Solución} \qquad 96 \text{ ————— } 100 \\ \qquad \qquad \qquad 15 \text{ ————— } x \end{array} \qquad \qquad \frac{15 \times 100}{96} = 15.6 \text{ ml}$$

Por lo cual, para preparar 100 ml de alcohol al 15% a partir de una solución al 96%, se toman 1.6 ml de esta última y se completa el volumen a 100 ml

DE PESO EN PESO. Este tipo de solución porcentual expresa el número de gramos de soluto en 100 gramos de solución final. En general este tipo de soluciones son preparadas en el ámbito industrial y conviene conocerlas ya que algunos de los reactivos empleados en nuestras prácticas son envasados en forma de soluciones p/p. Así, los ácidos clorhídrico, sulfúrico, fosfórico, nítrico, etc., son de este tipo.

El significado porcentual es el siguiente: el clorhídrico viene preparado con una concentración de 36%, esto quiere decir que de cada 100 gramos de solución, 36 gramos son de ácido puro y el resto en gramos, es agua u otro solvente.

DE PESO EN VOLUMEN. Estas soluciones nos expresan el número de gramos del soluto en 100 ml de solución final, independientemente de cuál sea el solvente. Este tipo de soluciones porcentual es la más usada. Los ejemplos más claros son las soluciones de sales como Hidróxido de sodio al 10%, que indica que la solución contiene 10 g del hidróxido en 100 ml de volumen.

## UNIDADES QUÍMICAS

### SOLUCIONES MOLARES

Un concepto indispensable en las soluciones Molares es el de MOL. Es bien conocido el hecho de que los átomos de los diferentes elementos poseen diferentes pesos entre sí. Esto obliga a la búsqueda de una unidad que expresa esta situación. La unidad tomada es un valor convencional que recibe el nombre de PESO ATOMICO. El Peso Molécula de una sustancia es igual a la suma de los pesos atómicos de sus constituyentes. Así el peso molecular del Cloruro de Sodio será:

NaCl

Peso del átomo de sodio = 23

Peso del átomo de cloro = 35.5

58.5

Por lo tanto el Peso Molecular del Cloruro de Sodio = 58.5

Si expresamos el peso molecular en gramos, obtenemos el valor de un MOL de NaCl. En otras palabras, un mol o molécula gramo de una sustancia, es el peso molecular de la misma expresada en gramos. Un MILIMOL es, la milésima parte de un mol y se expresará en miligramos.

Con los conceptos anteriores, podemos definir una solución molar como: **aquella que contiene un Mol de sustancia disuelta en un volumen de un litro de solución final.**

Ejemplo: consideramos la preparación de una solución molar de NaCl, pesamos 58.5 g de sal (1 mol), y lo disolvemos en solvente hasta tener un litro de solución.

No necesariamente se prepara soluciones de 1000 ml, y las concentraciones pueden variar.

Esto trae consigo una serie de cálculos que se simplifican aplicando la fórmula siguiente:

$$\frac{V \times \text{P.M.} \times M}{1000} = \text{gramos de sustancia para el volumen deseado}$$

donde:

V = Volumen que se desea preparar

P.M. = Peso molecular de la solución problema

M = Molaridad deseada

Ejemplo: Preparar 750 ml de una solución 0.25 M de NaCl

V = 750 ml    M = 0.25    P.M. = 58.5

$$\frac{750 \times 58.5 \times 0.25}{1000} = 10.98 \text{ g}$$

Es decir, se pesan 10.98 g de NaCl y se disuelven hasta un volumen de 750 ml. De esta manera, se obtiene 750 ml de una solución 0.25 M de NaCl.

En algunas ocasiones la sustancia problema viene preparada como una solución de peso en peso, por lo cual debemos considerar otros datos de la misma que son: su concentración y su densidad. Esto trae consigo el uso de la fórmula de **densidad** para transformar gramos en mililitros (masa en volumen):

Ejemplo: Preparar 100 ml de solución 0.2 M de H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub>

V = 100 ml    M = 0.2    P.M. = 98    Conc. = 98%    D = 1.84

$$\frac{100 \times 98 \times 0.2}{1000} = 1.96 \text{ g}$$

Como el H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> no es 100% puro, se aplica la siguiente regla de tres:

$$\begin{array}{l} 98 \text{ ----- } 100 \\ 1.96 \text{ ----- } X \end{array} \qquad x = 2 \text{ g (masa)}$$

Por último se aplica la fórmula para convertir masa en volumen:

$$D = \frac{M}{V} \quad \text{se despeja V y queda:} \quad V = \frac{M}{D}$$

Es decir,

$$V = \frac{2}{1.84} = 1.08 \text{ ml}$$

Por lo tanto, se mide 1.08 ml de H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> y sé a completa a 100 ml

### SOLUCIÓN NORMAL

Son aquellas que contienen un EQUIVALENTE QUÍMICO GRAMO de la sustancia en un litro de solución final. Se entiende por **Equivalente Químico Gramo**, el peso de una sustancia que corresponde a un gramo de hidrógeno y se obtiene dividiendo el peso en gramos de la sustancia entre su valencia, es decir:

$$\text{Eq} = \frac{\text{P.M.}}{\text{Valencia}}$$

VALENCIA. Es la propiedad que tienen los átomos de combinarse entre sí para integrar moléculas. La valencia no está en relación con el peso atómico o molecular, sino con el número de electrones combinables (electrones de valencia); un átomo puede ceder o aceptar electrones en su última capa adquiriendo así una carga electrónica (positiva o negativa) de la cual se deduce su valencia.

Se pueden encontrar átomos con gran capacidad de combinación y que pueden pesar menos que otros átomos de mayor valencia, ejemplo:

Sodio	Na	peso atómico = 23	valencia = 1
Oxígeno	O	peso atómico = 16	valencia = +2
Aluminio	Al	peso atómico = 27	valencia = +3

Como puede apreciarse, existe una gran desproporción entre peso atómico y valencia de los distintos elementos. Esto crea la necesidad de encontrar una unidad que nos permita comparar la carga por número y no por peso. Esta unidad de actividad química es el

## EQUIVALENTE QUÍMICO.

Ejemplo: si comparamos 1000 Kg en peso de niños con 1000 Kg en peso de niñas no podríamos asegurar que hay la misma cantidad de niños que de niñas, pues ellos pesan en general más que ellas; en tanto que si no tomamos en cuenta el peso, sino el número y comparamos 10 niños con 10 niñas, tendremos la seguridad que la cantidad de niños será equivalente a la de las niñas.

Aplicando esta idea a los átomos y moléculas tenemos que el *equivalente químico de un ácido es igual a su peso molecular dividido entre el número de hidrógenos* que posee, ejemplo:

$$\text{HCl} \quad \text{Eq} = \frac{\text{P.M.}}{1}$$

$$\text{H}_2\text{SO}_4 \quad \text{Eq} = \frac{\text{P.M.}}{2}$$

$$\text{H}_3\text{PO}_4 \quad \text{Eq} = \frac{\text{P.M.}}{3}$$

El equivalente químico de una base es igual a su peso molecular dividido entre el número de oxhidrilos (OH) que posee, ejemplo:

$$\text{NaOH} \quad \text{Eq} = \frac{\text{P.M.}}{1}$$

$$\text{Al(OH)}_3 \quad \text{Eq} = \frac{\text{P.M.}}{3}$$

El equivalente químico de una sal es igual a su peso molecular dividido entre la valencia del metal que posee o bien la del ácido del que proviene, ejemplo:

$$\text{NaCl} \quad \text{Eq} = \frac{\text{P.M.}}{1}$$

$$\text{BaSO}_4 \quad \text{Eq} = \frac{\text{P.M.}}{2}$$

En el laboratorio se prefiere emplear el mili equivalente. Ejercicios:

¿Cuántos miliequivalentes (mEq) representan 69 gr de Na?

P.M. del Na = 23

Sí 23 g ----- 1 Eq

Valencia = +1

69 g ----- x = 3 Eq

$$\text{Eq} = \frac{23}{1}$$

$$3 \text{ Eq} = 3000 \text{ mEq}$$

Respuesta: 69 g de Na son 3000 mEq

### CALCULO DE SOLUCIÓN NORMAL.

Para saber la cantidad de sustancia necesaria para preparar un determinado volumen de una solución de cualquier normalidad, se aplica la fórmula siguiente:

$$\frac{V \times \text{Eq} \times N}{1000} = \text{gramos requeridos}$$

V = Volumen deseado

Eq = Equivalente químico

N = Normalidad requerida

Ejemplo: Preparar 300 ml de solución 0.1 N de  $\text{CaCl}_2$

P.M. = 111 g

Valencia = +2

$$\text{Eq} = \frac{111}{2} = 55.5 \text{ g}$$

$$\frac{300 \times 55.5 \times 0.1}{1000} = 1.665 \text{ g}$$

Respuesta: se pesa 1.665 g de la sal y se diluye hasta un volumen de 300 ml

Si la sustancia en cuestión es líquida, se procede de la misma manera, pero tomando en cuenta la concentración y la densidad. Ejemplo: Preparar 100 ml de una solución 0.1 N de HCl

P.M. = 36.5

Valencia = -1

Concentración = 36%

Densidad = 1.19

$$\text{Eq} = \frac{36.5}{1} = 36.5$$

$$\frac{100 \times 36.5 \times 0.1}{1000} = 0.365 \text{ g (masa)}$$

$$\begin{array}{l} \text{Sí } 36 \text{ g} \text{ ----- } 100 \text{ g} \\ 0.365 \text{ g} \text{ ----- } x = 1.01 \text{ g (masa)} \end{array}$$

$$V = \frac{M}{D} \qquad V = \frac{1.01}{1.19} = 0.84 \text{ ml}$$

Resultado: se mide 0.84 ml de HCl y sé a completa a 100 ml

## SOLUCIONES OSMOLARES

El fenómeno de la ósmosis se presenta cuando una solución está separada de su solvente por una membrana semipermeable. La osmosis es la difusión de solvente a través de la membrana desde la parte de menor a la de mayor concentración.

La presión osmótica es la presión que debe aplicarse sobre la solución de mayor concentración a fin de impedir el paso de solvente (osmosis) a través de la membrana.

Las membranas biológicas tienen permeabilidades distintas y se dice que son semipermeables, es decir, que son permeables para las moléculas del solvente o pequeñas moléculas, pero no permiten el paso libre de todas las moléculas disueltas.

Las mediciones cuantitativas demuestran que la presión osmótica es proporcional a la concentración molar (para sustancias no disociables) del soluto, por lo que ***una solución osmolar es aquella que contiene un mol de la sustancia en gramos en un litro de solución.*** Un osmol es una unidad de actividad osmótica. La concentración sé expresada en osmol por litro se llama ***osmolaridad***; tomando en cuenta que la concentración de solutos en los líquidos corporales, las dos medidas son tan cercanas que son intercambiables.

La presión osmótica depende del número de partículas y no de su carga, ni de su masa; la misma fuerza osmótica es ejercida por una molécula grande, como una proteína, con peso molecular de varios miles y muchas cargas.

Por ejemplo el cloruro de sodio en solución acuosa se disocia casi completamente en iones sodio ( $\text{Na}^+$ ) y cloruro ( $\text{Cl}^-$ ). Por lo tanto, cada molécula da origen a dos partículas osmóticamente activas, y una solución osmolar contiene media molécula gramo (peso molecular expresado en gramos) por litro, o sea:

$$1 \text{ osm/l} = 58.5/2 = 29.25 \text{ g/l} \text{ o también:}$$

$$1 \text{ mol de NaCl} = 2 \text{ osm/l}$$

En cambio, la glucosa en solución no se disocia y para esta sustancia la solución osmolar contiene un mol en gramos por litro.

$$1 \text{ mol de glucosa} = 180 \text{ g/l} = 1 \text{ osm/l}$$

La mayoría de los líquidos corporales tiene una presión osmótica que concuerda con la de una solución de cloruro de sodio al 0.9% y se dice que esta solución es isosmótica con los líquidos corporales.

Si tomamos en cuenta que la concentración osmolar de una solución que contiene una mezcla de electrólitos y no electrólitos es igual a la suma de las concentraciones osmolares individuales de todos sus componentes, es fácil convertir la concentración sérica de los solutos en osmolaridad. Una fórmula sencilla que ofrece una buena utilidad clínica es:

$$\text{Osmolaridad} = 2(\text{Na}^+ + \text{mmol/l}) + \text{glucosa mmol/l} + \text{NUS mmol/l}$$

$$O = 2(\text{Na} + \text{mEq/l}) + \frac{\text{Glucosa mg/dl}}{18} + \frac{\text{NUS mmol/l}}{2.8}$$

donde: el factor 2 se debe a que se consideran los aniones asociados al  $\text{Na}^+$  ( $\text{Cl}^-$  y  $\text{HCO}_3^-$ ); 1 mosm de glucosa equivale a 180 mg/l – 18 mg/dl -, y 1 mosm de nitrógeno ureico NUS a 28 mg/l – 2.8 mg/dl- corresponde a la masa molecular de dos átomos de nitrógeno en la urea.

Los electrolitos  $\text{Na}^+$ ,  $\text{Cl}^-$  y  $\text{HCO}_3^-$  contribuyen en más de 92% a la osmolaridad del suero; los otros electrólitos, junto con las proteínas séricas, glucosa y urea que son responsables del restante 8 %.

## **BIBLIOGRAFÍA**

1. López C. A. Bioquímica y Biología Molecular. Manuales Departamentales. Edit. Mc Graw Hill Interamericana. 1999-2000, México.
2. Canales F. H., Alvarado E. L. Metodología de la Investigación. Manual para el desarrollo de personal de Salud. Edit. Limusa. 1986, México

## APÉNDICE D

**FISIOGRAFO.** Narco Biosystem.

**Fisiógrafo.** Instrumento capaz de registrar fenómenos fisiológicos.

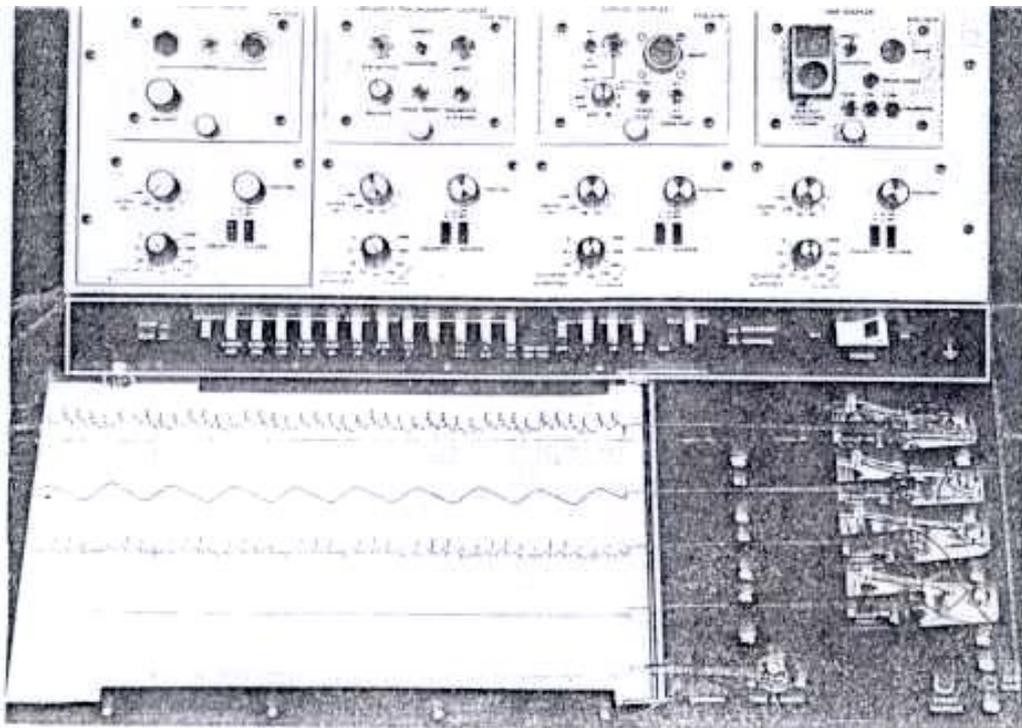
En el Laboratorio de Ciencias Fisiológicas se requiere del registro de fenómenos fisiológicos que allí se manejan, los cual es posible mediante ciertos aparatos electrónicos entre los cuales se encuentra el Fisiógrafo. Así pues, se puede definir el Fisiógrafo como un aparato electrónico diseñado para el registro gráfico de los fenómenos fisiológicos.

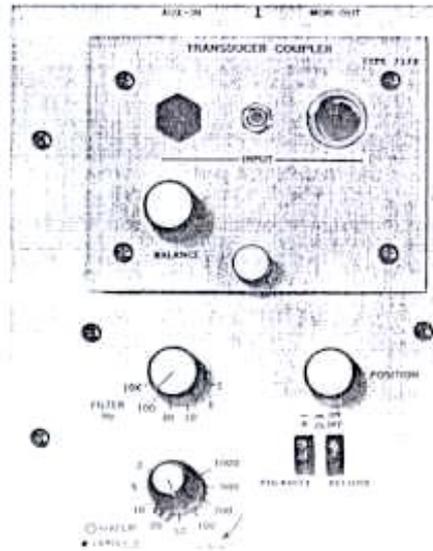
Este instrumento está compuesto por un grupo de canales de registro y una unidad accesoria, los cuales pueden ser operados en un gabinete o mueble principal.

Debido a esto se pueden registrar varias variables fisiológicas simultáneamente dependiendo del número de canales que posea el Fisiógrafo.

Un canal de registro consta de tres partes: el transductor, el amplificador y el inscriptor (canal de registro).

Fisiógrafo





ACOPLADOR DEL TRANSDUCTOR

AMPLIFICADOR

*El Transductor* convierte el fenómeno fisiológico en una señal eléctrica. Se conecta al animal experimental o al sujeto de estudio, es el encargado de recibir directamente el estímulo fisiológico y transformarlo en una señal eléctrica proporcional (fenómeno = contracción muscular, presión sanguínea, movimiento intestinal, la respiración, etc.), dado que en ocasiones la señal recibida es leve es necesario amplificarla, por lo que se conecta al amplificador. Algunos ejemplos de transductores son: el miógrafo, el colector de pulsos fotoeléctricos, micrófono de ruidos, etc.

*El acoplador.* Esta unidad s utilizada para conectar la señal proveniente del transductor o de la preparación biológica, con el amplificador y para calibrar y modificar la sensibilidad del sistema de registro.

El Amplificador. *Esta unidad funciona para amplificar la señal eléctrica proveniente del acoplador, con la ventaja de que retiene o conserva las relaciones proporcionales entre la señal eléctrica y la actividad de la variable fisiológica que presenta.*

Su función es incrementar la fuerza de la señal de entrada en un grado considerable capaz de poner en movimiento al motor d la plumilla de registro. El amplificador puede ser utilizado con una amplia variedad d acopladores, aceptando las señales provenientes de los transductores, d otros aparatos electrónicos de registro y de preparaciones biológica y sujetos de experimentación directamente; además posee los controles e interruptores necesarios para el procesado adicional de las señales de entrada, tales como los siguientes:

- **Botón de encendido (POWER).** Se utiliza para encender el amplificado, lo cual es indicado con una luz roja.

- **Botón de registro (RECORD).** Se utiliza para permitir la entrada de señales eléctricas al amplificador (provenientes de los elementos procedentes del canal), para su procesamiento posterior. Su encendido está indicado con una luz amarilla.
- **Perilla de sensibilidad:** Este es un control giratorio con 10 posiciones (3 cm ADJ., 2, 10, 20, 0, 100, 200, 00 y 1000 mV/cm). Es utilizada para seleccionar la sensibilidad del pre amplificador dentro del amplificador y por lo tanto, la sensibilidad del canal de registro y la amplitud del desplazamiento de la plumilla. De estas posiciones, la de máxima sensibilidad es de 2 mV / cm (la cifra numérica de cada posición indica la cantidad de energía en mV que debe llegar al amplificador, para mover el motor de la plumilla de registro, una distancia de 1 cm).
- **Perilla de variable:** Es un control giratorio localizado en la parte superior de la perilla de sensibilidad y cuya función es modificar la sensibilidad del amplificador, dentro de un rango señalado entre 2 de las posiciones adyacentes de la perilla de sensibilidad. Cuando se gira hasta el tope en sentido de las manecillas del reloj, se dice que la “variable está cerrada” e indica que el canal de registro está calibrado a la sensibilidad indicada por la perilla de sensibilidad.
- **Control de ajuste a 3 cm (3 cm ADJ):** Este control está representado por un *tornillo* cuya localización es señalada por una posición adicional en el movimiento de la perilla de sensibilidad (siendo la última posición de esta perilla, cuando es girada en sentido contrario de las manecillas del reloj). Este control proporciona una ganancia del poder del amplificador, asociado con su respectivo motor de la plumilla.
- **Perilla de posición (POSITION):** Este es un control que gira en ambos sentidos y está localizado en el cuadrante superior derecho del amplificador. Su función es mover la plumilla del canal en cualquier posición y permite colocarla en cualquier línea de referencia elegida (línea basal).
- **Perilla de filtro (FILTER):** Localizada en el cuadrante superior izquierdo del amplificador y tiene 7 posiciones (1, 2, 3, 10, 30, 100 Hz y 10 KHz), las cuales señalan diferentes frecuencias. Este control es utilizado para eliminar todo tipo de energía electromagnética ajena a la señal proveniente de la preparación y que puede interferir con el registro de ésta.

- **Palanca de Polaridad (POLARITY):** Es un control de dos posiciones, utilizada para seleccionar la polaridad de la señal registrada. De esta manera, cuando la palanca está en posición de (+), todos los registros positivos serán hacia arriba de la línea basal.
- **AUX – IN:** Esta es una entrada para cualquier señal externa. Cuando se inserta un conector (plug), se desconecta automáticamente la señal proveniente del pre amplificador.
- **AUX – OUT:** Proporciona una señal de salida del pre amplificador y del filtro y no es afectada por la polaridad o por el control de posición.
- **MON – OUT:** Proporciona una señal de salida del amplificador, para su distribución a otros sistemas de registro y monitoreo, las cuales pueden ser manejadas con los controles de posición y polaridad del amplificador.

### **SISTEMA DE REGISTRO.**

También llamado **Reproductor**. Este elemento del canal está compuesto de un motor de la plumilla (galvanómetro) y de una plumilla metálica. La función del motor es la de convertir la energía eléctrica proveniente del amplificador en un movimiento rotatorio, de modo que la excursión de la plumilla sobre el papel de registro, es proporcional a la energía de la variable fisiológica registrada. Existe una plumilla de registro por canal. En general, la función de este elemento es producir, una representación gráfica permanente de la actividad de la preparación biológica en cuestión, susceptible de ser captada por nuestros sentidos.

### **OTROS ELEMENTOS DEL Fisiógrafo**

- a. **Interruptor General:** Cuando es accionado, proporciona la energía eléctrica que alimenta a los diferentes canales de registro.
- b. **Unidad de desplazamiento del papel:** Formada por una superficie plana y lisa, limitada por un par de vías o correderas que funcionan como guías para el papel de registro. Además, cuenta con un rodillo tensor del papel, el cual al hacer presión sobre una polea acoplada a un motor, pone en movimiento al papel. A su vez, la velocidad con la cual se desplaza el papel, es controlada por medio de una perilla incluida dentro del gabinete principal (paper speed), la cual cuenta con 12 posiciones.
- c. **Sistema Alimentador de la Plumillas:** Compuesto por 5 depósitos de tinta.
- d. **Plumilla Marcadora del Tiempo y Eventos (Time & Event):** Localizada en posición lateral con respecto a las plumillas de registro y está sincronizada con

un botón rojo incluido en el gabinete (Event Marker), cuya función es producir la deflexión (desviación) de la plumilla, para indicar el inicio o el final de una maniobra experimental. Esta plumilla también está acoplada con un cronómetro, el cual produce la deflexión de la plumilla a diferentes intervalos de tiempo (1, 5, 30 y 60 seg).

- e. **Unida accesoria:** El mueble del Fisiógrafo posee un compartimiento adicional, en el cual se puede ensamblar un módulo accesorio, tal como un respirador o un canalizador de pulsos eléctricos (estimulador).

### **CALIBRACIÓN DEL CANAL**

Se hace de acuerdo a los siguientes pasos:

1. Checar que todos los botones estén apagados (OFF) antes de conectar el Fisiógrafo a la toma de corriente.
2. Checar que haya papel.
3. Verificar que los tinteros tengan tinta.
4. Insertar el acoplador del transductor
5. Prender el fisiógrafo (ON)
6. Presionar el botón de encendido del amplificador RECORD, (destellará una luz) al encenderlo.
7. Verifique el funcionamiento del marcador de tiempo.
8. Checar el funcionamiento del selector de velocidad del papel.
9. Presione el botón RECORD para apagarlo.
10. Coloque POLARITY + en el amplificador.
11. Ajuste el FILTER a 10 KHz en el amplificador.
12. Gire el control VARIABLE del amplificador en el sentido de las manecillas del reloj, presione el botón y gire para cerrarlo.
13. Ajuste el control mV / cm a 10 mV / cm en el amplificador.

Comprobar el libre desplazamiento de la plumilla de registro utilizando la **perilla de posición**, por lo menos 5 cm, colóquela 3. Cm por debajo del centro del trazo.

14. Seleccionar una línea Basal o de Referencia colocando la plumilla de registro con la perilla de posición.
15. Calibrar el amplificador, colocando la perilla de MV / CM en la posición de 3 cm ADJ y comprobar que en realidad la plumilla desplaza 3 cm por arriba de la línea basal. En caso de que la plumilla sobrepase esa longitud o se desplace menos, se deberá girar el tornillo de ajuste hacia la derecha para incrementar el desplazamiento

o hacia la izquierda para disminuirlo, según el caso, hasta que la plumilla desplace exactamente 3 cm. Con esta maniobra queda calibrado el amplificador.

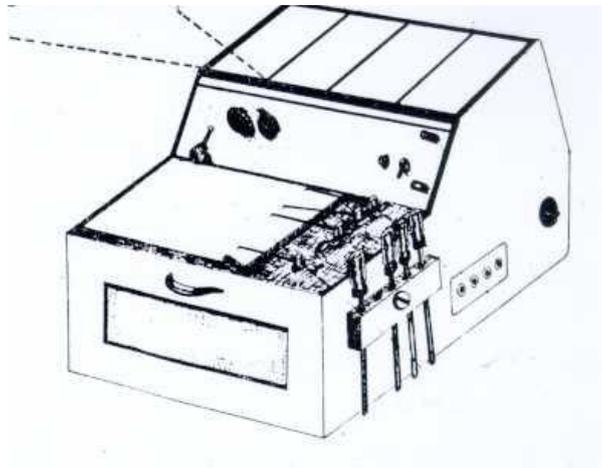
**NOTA. Hasta este paso (del 1 al 16), es la calibración general del Fisiógrafo. Los siguientes pasos corresponden a la calibración del transductor MIÓGRAFO.**

16. Presione el botón RECORD para encender el amplificador

17. Si es necesario reajuste la plumilla con el control BALANCE en el acoplador

NOTA. En algunos casos el transductor cuenta con una calibración interna, en estos casos siga las siguientes instrucciones:

- ❖ En el transductor presione el botón CAL según la calibración deseada y defina muy bien en su registro la distancia recorrida. Se sugiere un trazo de aproximadamente 5 cm de amplitud. Ayúdese con el control variable del amplificador.
- ❖ Libere el botón CAL, la plumilla debe retornar a la línea basal.
- ❖ Presione el botón RECORD para apagar el amplificador
- ❖ Ahora ya puede amarrar el tejido al transductor.
- ❖ Se recomienda prender el botón RECORD únicamente cuando sea necesario ver el registro.



## BIBLIOGRAFÍA

Apuntes de los maestros de Laboratorio.

## APÉNDICE E

### MANEJO DE BURETAS TITULACIÓN

La titulación es un método de análisis que le permite determinar el punto final de una reacción y por consiguiente la cantidad exacta de un reactivo en el frasco de la titulación. Se usa una bureta para liberar el segundo reactivo al frasco y un indicador o el pH-Metro para detectar el punto final de la reacción.

Una Bureta es un tubo de vidrio graduado, generalmente de una capacidad de 25 ó 50 ml, subdividida en décimas de ml. Es usada para liberar una solución en volúmenes moderadamente precisos y variables. Se emplea principalmente para titulación,

Para llenar una Bureta, cierre la llave de paso completamente y use un embudo. Puede separar el embudo ligeramente, para dejar que la solución fluya libremente.

Las buretas son dispositivos para medir cualquier volumen hasta su capacidad máxima.

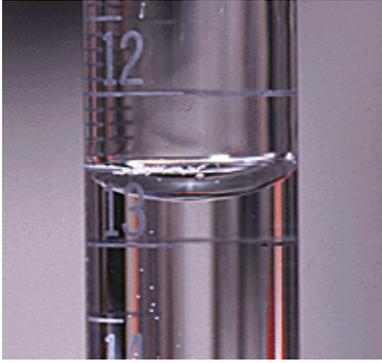
La bureta tiene una llave que puede ser de vidrio esmerilado o de teflón, esta debe estar cerrada antes de colocar una alícuota en el interior de la misma aforándola por encima de cero y se eliminan las burbujas de aire que se forman haciendo girar con rapidez la llave, se hace descender la solución por debajo de la marca de cero y se toma una lectura inicial.



Verifique que no aparezca una burbuja de aire en la punta de la bureta. Elimine la burbuja de aire, tocando el lado de la punta de la bureta mientras la solución fluye. Si una burbuja de aire está presente durante una titulación, se cometería un error en las lecturas de volumen.



Lea el fondo del menisco. Esté seguro que su ojo está al nivel de menisco, no por encima o por debajo.



Se logra mayor precisión colocando por detrás de la bureta una tarjeta blanca con una línea negra de manera que la línea quede ligeramente por debajo del menisco.



Usted verá el cambio de color del indicador cuando el titulante se mezcla gota a gota a la solución en el frasco, este cambio de color desaparece al agitar.



Asegúrese de que ha alcanzado el punto final. Para la fenolftaleína, el punto final es la primera coloración rosa pálida permanente. Esta coloración se debilita pasados 10 o 20 minutos.

## **BIBLIOGRAFÍA**

1. Anderson-Cockayne. Química clínica. 1ª Edición. Editorial Interamericana. Mc Graw Hill. México. 1995

## APÉNDICE F

### MÉTODO PARA LA EXTRACCIÓN DE SANGRE

La extracción de sangre es un procedimiento muy usual para la detección de posibles enfermedades al realizar los oportunos análisis a la muestra de sangre obtenida.

Para la toma de una muestra de sangre se requiere de la realización de los siguientes pasos:

1. Para que el paciente (alumno) sea considerado como voluntario deberán tomarse en cuenta algunos antecedentes: no padecer o haber padecido de hepatitis o alguna enfermedad infecto contagiosa y no tener problemas de coagulación.
2. Prepara el material, identificar al voluntario, explicar al voluntario (paciente) el procedimiento que se va a realizar.
3. Lavarse las manos con agua y jabón.
4. Colocar cómodamente al voluntario (paciente) para el procedimiento. El voluntario deberá estar sentado, con el brazo sobre una mesa; deberá abrir y cerrar la mano repetidas veces con la finalidad de hacer más visibles las venas del brazo.
5. Colocar una banda elástica o un brazalete de presión alrededor del antebrazo con el fin de ejercer presión y restringir el flujo sanguíneo a través de la vena, lo cual hace que las venas bajo la banda se dilaten. Con una liga de hule, aplicar un torniquete a unos 7 cm por arriba del pliegue del codo.
6. Seleccionar el vaso mediante el tacto, para determinar la profundidad, calibre, elasticidad, etc. También se puede localizar la vena por inspección (color azulado). Escoger una vena de buen calibre, localizarla y palparla con el dedo para sentir su trayectoria, La sangre se extrae de una vena, usualmente de la parte interior del codo o del dorso de la mano. antes de puncionar, asegurarse de que la jeringa no contenga aire y que el embolo se deslice suavemente.
7. Desinfectar el punto de punción con una torunda humedecida con alcohol, una banda elástica o un brazalete de presión alrededor del antebrazo con el fin de ejercer presión y restringir el flujo sanguíneo a través de la vena, lo cual hace que las venas bajo la banda se dilaten. estirar la piel con el dedo pulgar izquierdo, pinchar la piel y posteriormente la vena en dirección contraria al flujo sanguíneo con un ángulo entre 15° y 30° respecto a la piel, introducir la aguja, cuidando que el bisel de la aguja esta hacia arriba.
8. En el momento que se introduce la aguja a la vena, la parte del plástico se colorea de rojo lo que indica que nos encontramos en la vena.
9. Jalar el embolo lentamente hasta completar la cantidad deseada. NOTA cuidar de no inyectar aire al introducir la aguja.
10. una vez que se ha recogido la sangre, se retira la aguja y se cubre el sitio de punción con una torunda humedecida con alcohol para detener cualquier sangrado doblar el brazo del voluntario durante unos minutos

Los riesgos relacionados con la punción venosa son leves:

Sangrado excesivo por el punto de punción

- Formación de hematomas (acumulación de sangre debajo de la piel)
- Infecciones por pérdida de integridad de la piel
- Punciones múltiples para localizar las venas
- Laceración de arteria o nervio adyacente
- Trombosis o embolia en punción de grandes vasos
- Desmayo o sensación de mareo

### **Consideraciones especiales:**

El tamaño de las venas y las arterias varía de un paciente a otro y de una parte del cuerpo a otra, por tal razón obtener muestras de sangre en algunas personas puede ser más difícil que en otras.

### **Sitios de punción**

Cuero cabelludo: Venas superficiales del cráneo.

Cuello: Yugular externa.

Axila: Vena axilar.

Fosa ante cubital: Vena basílica, cefálica y mediana.

Antebrazo: Vena radial, cubital y mediana.

Mano: Venas dorsales de la mano.

Tobillo: Safena interna y externa.

Pie: Venas dorsales del pie.





## **APÉNDICE G MANEJO DE LA BALANZA GRANATARIA.**

- 1.- Verifique el cero sin carga en la balanza, esto implica que el fiel de este equipo debe señalar cero cuando el platillo está vacío.
- 2.- Tara el recipiente, esto es (el papel encerado, papel aluminio, vaso de precipitado, capsula de porcelana, en el cual se va colocar la muestra), anota el peso.
- 3.- Los reactivos nunca deben colocarse directamente sobre el platillo de la balanza, ya que este puede corroerse y contaminar el sólido.
- 4.- Agregue el sólido a pesar y anote la nueva lectura, el peso del reactivo sólido es la diferencia entre las dos lecturas, cerciórese de que el fiel de la balanza oscile por igual en cada dirección para ambas lecturas.
- 5.- Para realizar las diferentes pesadas de los reactivos, utiliza una espátula o pipeta según sea el estado físico de la sustancia.
- 6.- Al terminar limpia bien el platillo de la balanza.

## **APENDICE H**

### **MANEJO DE LOS ESTIMULADORES:**

Los estimuladores son dispositivos que sirven para enviar señales eléctricas capaces de estimular células y/o tejidos de un organismo vivo.

Estas señales o estímulos tienen algunas características básicas, como son: la amplitud o **INTENSIDAD** del estímulo, la **DURACIÓN** de dicho estímulo en sí, y la **FRECUENCIA**, es decir cuántas veces se repetirá dicho estímulo en una unidad de tiempo.

#### **ESTIMULADOR HARVARD:**

- 1.- Bornes que se conectan a los electrodos, por ellos sale la señal eléctrica.
- 2.- Palanca con la cual se dispara el estímulo. Puede dispararse de dos maneras: hacia abajo (**SINGLE**) dispara un estímulo único. Hacia arriba (**MÚLTIPLE 60 PPS**) dispara estímulos con una frecuencia de 60 por segundo.
- 3.- Selectores de voltaje: el botón superior sirve para seleccionar el voltaje (de 0 a 20 voltios). El botón inferior multiplica el voltaje seleccionado (por 10) con el botón superior, y también sirve para prender o apagar el aparato.
- 4.- Luz indicadora.- Se prende cada vez que sale un estímulo.

#### **ESTIMULADOR STUDENT:**

- 1.- Llave de prendido y apagado.
- 2.- Luz indicadora de salida de estímulo.
- 3.- Disparador de estímulos únicos o repetitivos.
- 4.- Selector de corriente directa continua, o de corriente alterna.

- 5.- Selector de estímulos únicos o repetitivos.
- 6.- Botones selectores de DURACIÓN, FRECUENCIA E INTENSIDAD (los botones de la derecha multiplican los valores seleccionados con los botones de la izquierda).
- 7.- Bornes para la salida del estímulo.

## ESTIMULADOR HARVARD



# ESTIMULADOR STUDENT

