

FISIOLOGÍA

Guía de trabajos prácticos 2019

Adjunto a cargo:
Bqca. Esp. Miryan Susana López

Jefe de Trabajos Prácticos:
Bqca. Esp. Claudia Nora Mir

Ayudantes de Primera:
Bqca. Esp. María Alejandra Manulak
Bqca. Gianninna Femoselle

Colección: Cuadernos de Cátedra



Facultad de Ciencias Exactas,
Químicas y Naturales

EDITORIAL UNIVERSITARIA
UNIVERSIDAD NACIONAL DE MISIONES

Coronel José Félix Bogado 2160
Tel-Fax: 03764-428601

Correos electrónicos:
direccion@editorial.unam.edu.ar
Página WEB: www.editorial.unam.edu.ar

Colección: Cuadernos de Cátedra
Coordinación de la edición: Nélide González
Preparación para la web: Francisco A. Sánchez

Fisiología : guía de trabajos prácticos / Miryan S. López... [et al.].-
2a ed.- Posadas : Universidad Nacional de Misiones. Facultad
de Ciencias Exactas, Químicas y Naturales, 2019.
Libro digital, PDF - (Cuadernos de cátedra)

Archivo Digital: descarga
ISBN 978-950-766-151-8

1. Fisiología. 2. Desarrollo Fisiológico. I. López, Miryan S.
CDD 571.028

ISBN: 978-950-766-151-8
Impreso en Argentina
©Editorial Universitaria
Universidad Nacional de Misiones
Posadas, 2019

CONTENIDO

Trabajo Práctico N° 1.....	3
OBTENCIÓN DE MUESTRAS BIOLÓGICAS	3
MEDIO INTERNO.....	7
PERMIOSELECTIVIDAD DE LA MEMBRANA CELULAR	7
COMPARTIMIENTOS LÍQUIDOS DEL ORGANISMO	9
Trabajo Práctico N° 2.....	14
FENÓMENOS BIOELÉCTRICOS	14
DEMOSTRACIÓN DE FENÓMENOS BIOELÉCTRICOS EN NEURONAS.....	14
DEMOSTRACIÓN DE FENÓMENOS CONTRÁCTILES EN MÚSCULO ESQUELÉTICO	21
Trabajo Práctico N° 3.....	35
FISIOLOGÍA CARDÍACA.....	35
DEMOSTRACIÓN PRÁCTICA EN CORAZÓN DE BATRACIOS.....	35
AUSCULTACIÓN DE RUIDOS CARDÍACOS.....	49
RESOLUCIÓN DE PROBLEMAS FISIOLÓGICOS 1	52
AUTOEVALUACIÓN	53
Trabajo Práctico N° 4.....	55
FISIOLOGÍA CIRCULATORIA.....	55
PULSO ARTERIAL.....	55
PRESIÓN ARTERIAL: MÉTODOS DE MEDICIÓN	55
VARIACIONES FISIOLÓGICAS DE LA PRESIÓN ARTERIAL	58
Trabajo Práctico N° 5.....	61
FISIOLOGÍA RENAL- I.....	61
FILTRACIÓN GLOMERULAR.....	61
REABSORCIÓN TUBULAR	73
Trabajo Práctico N° 6.....	79
FISIOLOGÍA RENAL -II.....	79
EFECTO DE LAS HORMONAS SOBRE LA FORMACIÓN DE LA ORINA	79
PRUEBAS DE LA FUNCIÓN RENAL	83
PRUEBA DE DILUCIÓN (Técnica de Volhard).....	83
PRUEBA DE CONCENTRACIÓN (Técnica de Volhard)	83
EFECTO DE DIVERSAS SITUACIONES FUNCIONALES SOBRE LA ACTIVIDAD DE LA FUNCIÓN RENAL	84
Trabajo Práctico N° 7.....	89
FISIOLOGÍA RESPIRATORIA	89
DETERMINACIÓN DE LA FRECUENCIA RESPIRATORIA	89
AUSCULTACIÓN DE RUIDOS RESPIRATORIOS NORMALES.....	90
EXAMEN FUNCIONAL RESPIRATORIO	90
INFLUENCIAS DE TIPO REFLEJO SOBRE LA RESPIRACIÓN	93
EQUILIBRIO ÁCIDO - BASE	96
RESOLUCIÓN DE PROBLEMAS FISIOLÓGICOS 2	98

RESOLUCIÓN DE PROBLEMAS FISIOLÓGICOS 3	99
AUTOEVALUACIÓN	100
TRABAJO PRÁCTICO N° 8	102
GLÁNDULA PARATIROIDES	102
DETERMINACIÓN DE CALCIO	102
DETERMINACIÓN DE FÓSFORO	104
Trabajo Práctico N° 9.....	108
FISIOLOGÍA DIGESTIVA	108
SECRECIÓN SALIVAL.....	108
DIGESTIÓN SALIVAL	109
EVALUACIÓN DE LA DIGESTIÓN DE PROTEÍNAS POR LA PEPSINA	110
EVALUACIÓN DE LA DIGESTIÓN DE LAS GRASAS POR LA LIPASA	114
DIGESTIÓN INTESTINAL	117
RESOLUCIÓN DE PROBLEMAS FISIOLÓGICOS 4	119
AUTOEVALUACIÓN	121
ANEXO	124
BIBLIOGRAFÍA BASICA.....	127

TRABAJO PRÁCTICO Nº 1

MANEJO DE ANIMALES DE EXPERIMENTACIÓN

Los animales utilizados con fines científicos pueden ser:

Sapos:

El sapo común de nuestra zona es el *Bufo Arenarum*.

Sujeción: Se sujeta al animal por la columna vertebral, por medio de una pinza formada por un lado, por el pulgar y del otro por el índice y el medio.

Inmovilización y desmedulación: Se utiliza para sapos la insensibilización por destrucción medular.

Ratas y ratones:

Sujeción: Se toma con una mano la base de la cola (no deben ser tomados por el extremo de esta ya que la piel suele desprenderse y además puede girar y morder al operador).

La sujeción se realiza con los dedos pulgares e índice de la otra mano (se rodea con ellos la cabeza). Se dobla esta mano para que el cuerpo del roedor quede acostado en la palma. La cola debe rodear el meñique.

Inmovilización: uso de anestésicos:

- Éter y/o cloroformo: como son elementos volátiles se coloca el animal en un recinto hermético (campana de vidrio) en cuyo piso hay un algodón embebido en el anestésico. Para mantener la narcosis se aplica al hocico una mascarilla cónica con algodón impregnado en anestésico.
- Barbitúricos: Ej: Pentobarbital. Se administra por vía intraperitoneal.

En la República Argentina no existe una Legislación Nacional específica en lo referente a la utilización de animales de laboratorio para experimentación biológica y /o biomédica, pero corresponde aplicar, en lo que sea pertinente, la Ley 14346 sobre la protección de los animales existente a partir del año 1954.

OBTENCIÓN DE MUESTRAS BIOLÓGICAS

Es fundamental que la muestra sea obtenida y conservada correctamente hasta el momento del análisis, para dar garantía en los resultados. La obtención de las mismas debe realizarse siguiendo normas de bioseguridad (ver Anexo).

A. SANGRE

La extracción de sangre se realiza en diferentes lugares según la especie considerada. En la especie humana las muestras pueden ser del capilar o periférica, venosa o arterial.

Sangre capilar o periférica (Figura 1):

Consiste en la punción cutánea del pulpejo del dedo, del borde libre de la oreja y en niños, del dedo gordo del pie o del talón. Previamente desinfectada con alcohol y ya seca, se pincha la piel con la lanceta de Franke (desechable), haciendo incisión de 2-3 mm. Si fuera necesario puede hacerse una ligera presión y se desecha la primera gota.

La sangre se recoge mediante un tubo capilar (para microtécnica) o con el canto de un porta (extensión sanguínea).

Una vez obtenida la cantidad de muestra necesaria se aplica al lugar de la punción un algodón seco, apretando ligeramente.

Sangre venosa (Figura 2):

Para obtener este tipo de muestra, en la mayor parte de los casos se utilizan las venas del antebrazo, sobre todo las del pliegue del codo. Generalmente son apropiadas la mediana cefálica o mediana basílica que se palpan fácilmente en casi todos los pacientes; también pueden utilizarse venas de la muñeca o el dorso de la mano, pero son muy delgadas.

El paciente debe ponerse cómodo y con el brazo en la posición conveniente para facilitar la punción; se localiza la vena y se coloca la ligadura o torniquete de goma aproximadamente a 7 cm por encima del codo (el paciente deberá mantener la mano bien cerrada).

Se desinfecta la región con una torunda de algodón empapada en alcohol u otro desinfectante adecuado y se deja secar. Se sostiene el brazo del paciente con una mano estirando y comprimiendo los tejidos blandos, para fijar en posición la vena, con la otra mano se sujeta la jeringa entre el pulgar y los tres últimos dedos. El dedo índice descansa sobre el casquillo de la aguja y sirve de guía. Se atraviesa la piel con la aguja (esta debe formar un ángulo agudo con el brazo y mantener el bisel hacia arriba).

La sangre se extrae por aspiración de la jeringa retirando lentamente el émbolo; una vez lograda la cantidad necesaria de sangre, se afloja la ligadura y se pide al paciente que abra la mano, se saca inmediatamente la aguja aplicando una torunda de algodón humedecida en alcohol y se le indica al paciente que comprima con la otra mano. Se retira la aguja de la jeringa, y la sangre se vierte por las paredes de los tubos correspondientes. Una vez realizada esta operación la jeringa utilizada se descarta en agua lavandina (ver normas de bioseguridad pág. 6). Debe utilizarse material estéril.

El tamaño de las jeringas debe ser de acuerdo al volumen necesario, son comunes las de 5, 10 y 20 ml. La aguja más apropiada es de 25 mm de largo y 0,8 mm de calibre, con bisel corto.

En las diversas especies animales se puede efectuar la punción en las siguientes venas: safena (perro, rata, etc.), cefálicas (perro, etc.), femoral (perro, rata, ratón, etc.), yugular (perro, rata, ratón, etc.).

Sangre arterial (Figura 3):

Se obtiene por punción de la arteria radial (a nivel del túnel carpiano), humeral (por encima del pliegue del codo) y femoral (en la zona inguinal). No hace falta ligar.

Sirve para determinar equilibrio ácido-base y el pH, o para obtener sangre cuando al paciente no se le puede encontrar venas.

Procesamiento de la muestra:

Una vez extraída, la muestra se puede conservar de dos maneras:

1. Sangre no coagulada;
2. Sangre coagulada.

Sangre no coagulada

a. Sangre entera:

Disponer de una jeringa con aguja (heparinizadas) o colocar el anticoagulante (EDTA) en el fondo del tubo. Una vez obtenida la muestra, en el primer caso, rotar la jeringa entre las manos para mezclar la sangre con el anticoagulante y en el segundo caso trasvasar la sangre, tapar e invertir el tubo suavemente varias veces para homogenizar.

Conservar refrigerado, no congelar.

b. Plasma:

Una vez obtenida y anticoagulada la sangre se la somete a centrifugación de 10 minutos a 3000 rpm. Si el anticoagulante usado es citrato de sodio, este tipo de muestra recibe el nombre de plasma diluido.

Al retirar el tubo veremos sedimentados los elementos globulares y un líquido sobrenadante que es el plasma. Puede extraerse éste, con una pipeta Pasteur cuidando no agitar el líquido ni tocar el sedimento.

Conservar refrigerado (o congelado).

Sangre coagulada

a. Suero:

Se extrae sangre sin anticoagulante y se coloca en un tubo que se deja reposar en baño maría (37°C para acelerar el proceso) hasta que se retraiga el coágulo formado.

Centrifugar 10 minutos a 3000 rpm. Se puede transferir el sobrenadante a otro tubo aspirando con cuidado mediante pipeta Pasteur.

Conservar refrigerado o congelado.

B. ORINA

La técnica de recolección varía según el tipo de investigación a realizarse.

Examen de rutina:

Se recogerá por micción espontánea en recipientes limpio y seco (vidrio o plástico). Se indica la recolección de la primera orina de la mañana que estará en condiciones óptimas de concentración y elementos formes.

Recolección en niños:

Existen colectores de orinas (para ambos sexos) de polietileno transparente plegable. La bolsa se dobla y se autoprecinta para su transporte.

Determinaciones cuantitativas:

Se recomienda recolección de muestra de 24 horas. A una hora determinada (por ej. 8 horas) de la mañana, orinar a fondo desechando esa orina. A continuación recolectar en una botella toda la orina eliminada desde ese momento hasta la mañana siguiente a la misma hora que comenzó la recolección (8 horas).

Examen Bacteriológico:

Es indispensable una higiene rigurosa de las zonas próximas al meato urinario. Se desecha la primera parte de la orina eliminada y se recoge la que sigue en un recipiente estéril.

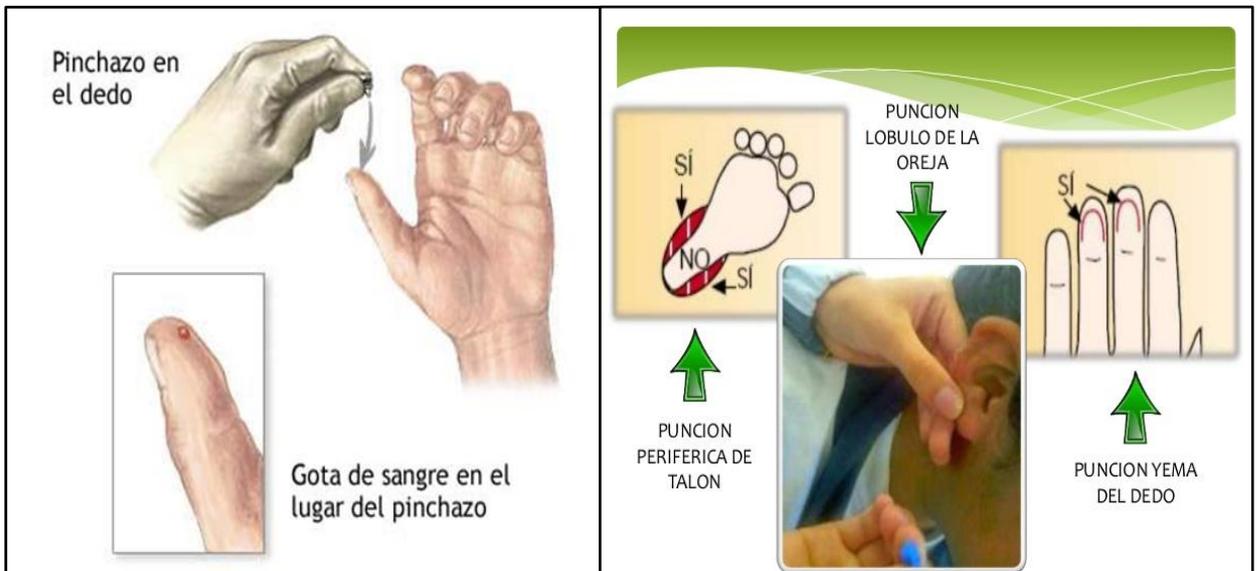


Figura 1. Punción capilar.

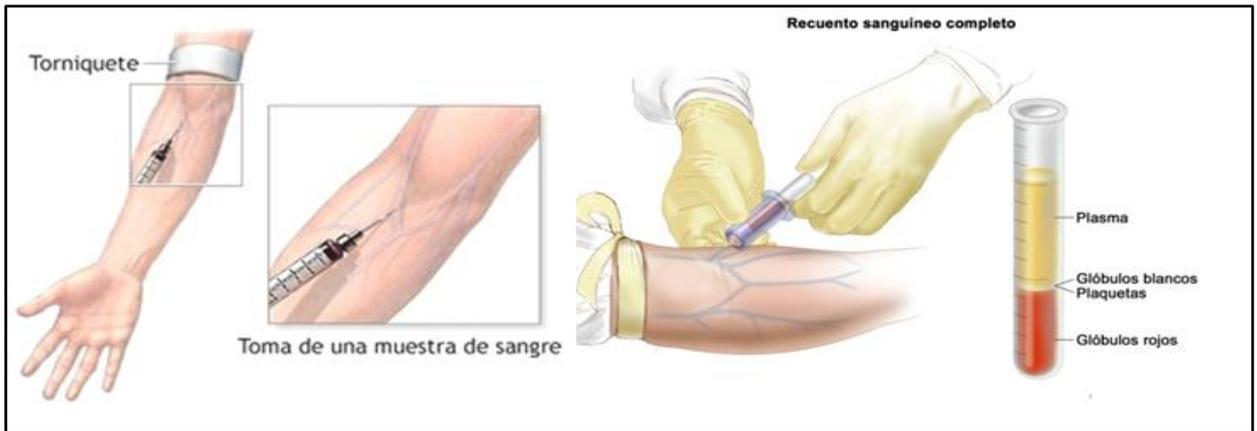


Figura 2. Punción venosa



Figura 3. Punción arterial

MEDIO INTERNO

PERMIOSELECTIVIDAD DE LA MEMBRANA CELULAR

La membrana celular regula el intercambio de sustancias entre la célula y el medio que la rodea, contribuyendo al mantenimiento de las composiciones constantes de los compartimientos intra y extracelulares. Estos compartimientos son isosmóticos, siendo su osmolaridad de aproximadamente 300 mOsm/kg H₂O.

El volumen de una célula queda determinado fundamentalmente por la cantidad de agua que ésta contiene. Mediremos el cambio en el volumen de glóbulos rojos como consecuencia de someterlos a soluciones de distintas osmolaridades.

Se someterá a los glóbulos rojos a distintas soluciones de cloruro de sodio (NaCl). La determinación del cambio en el volumen celular se estimará a partir de un hematocrito. Esta técnica consiste en centrifugar una suspensión de glóbulos rojos de manera que se separen las células del fluido. Una vez realizada la centrifugación el resultado del hematocrito se expresa como el

porcentaje del volumen ocupado por los glóbulos rojos del volumen total de la suspensión centrifugada.

Lavado de glóbulos rojos

1. Recoger sangre en dos tubos con anticoagulante (heparina).
2. Centrifugar 10 minutos a 3000 rpm.
3. Extraer el plasma con pipeta Pasteur y agregar solución Ringer hasta completar el volumen inicial.
4. Resuspender los glóbulos rojos y volver a centrifugar; separar el sobrenadante obteniendo un residuo de glóbulos rojos lavados.

Actividad 1:

Observaremos la hemólisis producida como consecuencia de exponer a los glóbulos rojos a distintas soluciones.

1. Colocar en tres tubos 0,2 ml de glóbulos rojos lavados y agregar distintas soluciones de NaCl (Tabla 1).
2. Con cada una de estas suspensiones cargar un hematocrito, centrifugando a 12000 rpm aproximadamente 5 minutos.
3. Leer los hematocritos e interpretar los resultados.

Tabla 1.

TUBO	1	2	3
NaCl 0,9%	0,2 ml	-----	-----
NaCl 0,6%	-----	0,2 ml	
NaCl 1,2%	-----	-----	0,2 ml
Hematocrito			

Actividad 2:

1. Preparar una batería de tubos conteniendo 1 ml de las siguientes soluciones (Tabla 2).
2. Agregar a cada tubo 2 gotas de glóbulos rojos lavados.
3. Observar el efecto producido e interpretar los resultados.

Tabla 2.

TUBO	1	2	3	4	5	6	7
Solución	NaCl 0,9%	NaCl 0,45%	NaCl 1,2%	Urea 1,8%	Urea 8,6%	Glucosa 5,45%	Éter
Osmolalidad							
Efecto Observado							

COMPARTIMIENTOS LÍQUIDOS DEL ORGANISMO

El organismo humano está compuesto en un 40-60% de su peso corporal por agua que difunde libremente a través de dos grandes compartimientos en los que se distribuye: compartimiento intracelular y compartimiento extracelular. (Figura 4).

El volumen de cada compartimiento no puede ser medido directamente, por lo tanto se utilizan métodos indirectos basados en la llamada "técnica de dilución". En teoría es posible medir el volumen de cada uno de los compartimientos acuosos corporales, inyectando sustancias que únicamente se distribuyan en un compartimiento.

$$V = Q / C$$

Q= cantidad inyectada de sustancia.

V= volumen en que la misma se distribuye= volumen del compartimiento.

C= concentración final alcanzada en el compartimiento.

En la medición de los compartimientos líquidos del organismo, si parte de la sustancia administrada es metabolizada o excretada por orina deberá medirse la cantidad eliminada "E" durante el transcurso de la determinación y descontarse de la cantidad inyectada "Q".

$$V = (Q - E) / C$$

Actualmente se utiliza para la estimación de los volúmenes de los distintos compartimientos líquidos, marcadores radiactivos o marcadores cuya concentración se pueda medir colorimétricamente.

Se pueden usar los métodos de dilución para estimar el volumen de agua corporal total, agua extracelular y plasma.

Agua corporal total (ACT)

Las sustancias más comúnmente usadas son antipirina, agua pesada (óxido de deuterio), tritio. Su valor promedio es de 40-60% del peso corporal.

Agua extracelular

Corresponde al agua ubicada externamente con respecto a la membrana celular. Para su estimación se utilizan sustancias no radiactivas como sacáridos: inulina, rafinosa, sacarosa y radiactivas como Cl^{38} , radiosulfato, inulina marcada con C^{14} .

Con fines clínicos se usa la aproximación de que el líquido extracelular

contiene una tercera (1/3) parte del líquido corporal total.

Agua plasmática

Para la determinación de su volumen se utilizan sustancias que se combinan con la albúmina plasmática: azul de Evans (T_ 1824), RISA (Albúmina con I^{131}). También puede medirse el volumen de agua plasmática indirectamente determinando el volumen sanguíneo con hematíes marcados con Cr^{51} o Fe^{59} . Se debe conocer además el hematocrito. Su valor promedio es de aproximadamente 5% del peso corporal.

$$\text{Vol. Plasmático} = \text{Vol. Sanguíneo} (1 - \text{Hto})$$

Líquido intersticial

Se calcula indirectamente:

$$\text{Vol. líq. Intersticial} = \text{Agua extracelular} - \text{Agua Plasmática}$$

Valor aproximado: 15% del peso corporal.

Agua intracelular

No puede medirse directamente y se calcula:

$$\text{Agua intracelular} = \text{Agua corporal total} - \text{Agua extracelular}$$

Valor aproximado: 30- 40% del peso corporal. Con fines clínicos se usa la aproximación de que el agua intracelular es 2/3 del agua corporal.

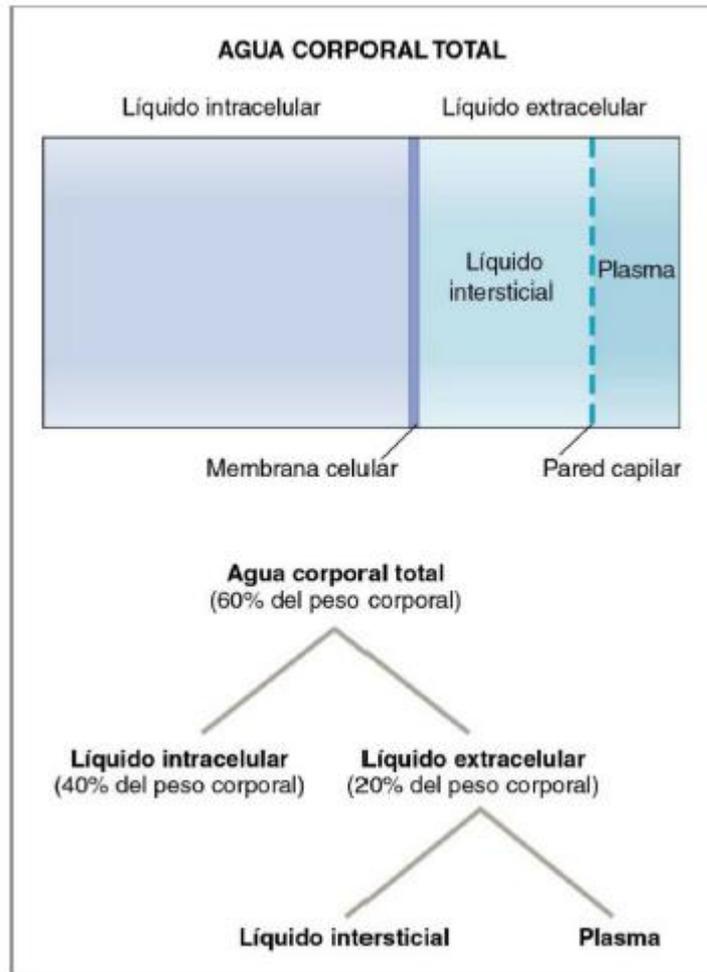


Figura 4

RESOLVER:

1. Toda alteración en la distribución del agua corporal se inicia por las modificaciones de las condiciones extracelulares, ya sea ganancia o pérdida de agua o de solutos lo que ocasiona movimiento osmótico del agua entre los compartimientos intra y extracelular.

Las alteraciones en la distribución de los líquidos corporales se clasifican tomando en cuenta el volumen y la osmolaridad del líquido extracelular.

Completar con ↑ (aumenta), S/C (sin cambios) o ↓ (disminuye) la tabla 3.

Tabla 3.

Cambio del volumen	Vol LEC	Vol LIC	Na sérico	Osm sérica	Hematocrito	Ejemplos
Contracción Isosmótica						Diarreas. Quemaduras
Expansión Isosmótica						Insuf. cardíaca. Infusión de NaCl isotónica
Contracción Hiposmótica						Insuficiencia suprarrenal
Expansión Hiposmótica						Síndrome de secreción inadecuada de ADH
Contracción Hiperosmótica						Sudoración severa. Diabetes. Fiebre Ingesta insuficiente de líquidos.
Expansión Hiperosmótica						Ingestión elevada de NaCl.

2. Una solución de 1 mol/l de NaCl está separada de una solución de 2 mol/l de urea por una membrana semipermeable. Suponga que el NaCl está completamente dissociado, que $\sigma_{\text{NaCl}} = 0,3$ y $\sigma_{\text{urea}} = 0,05$.
 - a) ¿Son las dos soluciones isosmóticas y/o isotónicas?
 - b) ¿Hay un flujo neto de agua y en qué dirección?

3. La solución A tiene 2 mmol/l de urea y la solución B, 1 mmol/l de NaCl. Suponga que $g_{\text{NaCl}} = 1,85$. ¿Son isosmóticas ambas soluciones?

4. La osmolaridad de una solución de 50 mmol/l de CaCl_2 está lo más cerca posible de la osmolaridad de ¿cuál de los siguientes: 50 mmol/l de NaCl; 100 mmol/l de urea; 150 mmol/l de NaCl o 150 mmol/l de urea?

5. La solución A contiene 100 mmol/l de glucosa y la B, 50 mmol/l de NaCl. Se supone que g_{NaCl} es de 2,0, σ_{glucosa} es de 0,5 y σ_{NaCl} es de 0,8. Si una membrana semipermeable separa las dos soluciones, ¿cuál es la dirección del flujo de agua a través de la membrana?

6. Un marino ha naufragado en el océano y no tiene agua para beber. Inicialmente este náufrago tiene una pérdida de 2 l de líquido sin pérdida de soluto.
 - a) ¿Cuál es la situación de los líquidos corporales del náufrago en ese momento?

- b) El náufrago no resiste más la sed y decide tomar agua de mar, 500 ml de agua con una osmolaridad de 1000 mOsmoles/l, ¿cómo se encuentran ahora los líquidos corporales del náufrago?
- c) ¿Qué cantidad de agua necesita ingerir el náufrago para tener una osmolaridad normal de 300 mOsmoles?

TRABAJO PRÁCTICO Nº 2

FENÓMENOS BIOELÉCTRICOS

En la actividad práctica se realizarán ejercicios para comprender la fisiología de la fibra nerviosa y del músculo esquelético usando el simulador *PhysioEx 9.0* “Simulaciones de laboratorio de Fisiología”.

Los músculos esqueléticos están controlados por el sistema nervioso motor o de la vida de relación, mediante el cual se ejecutan las acciones voluntarias para hablar, caminar, levantarse o sentarse; se encuentran unidos al esqueleto por medio de tendones que conectan con el periostio. Están compuestos de cientos de miles de células individuales o fibras musculares.

Una unidad motora consta de una neurona motora y de todas las fibras musculares que inerva las cuales contactan en la unión neuromuscular. Los eventos que ocurren en la unión neuromuscular conducen al potencial de la placa motora, este desencadena una serie de acontecimientos que dan lugar a la contracción de la fibra muscular. El proceso completo se denomina acoplamiento excitación-contracción.

DEMOSTRACIÓN DE FENÓMENOS BIOELÉCTRICOS EN NEURONAS

Actividad 1: El potencial de membrana en reposo

El potencial de membrana en reposo es la diferencia de potencial entre el interior de la célula (intracelular) y el exterior (extracelular), a través de la membrana. Como su nombre lo indica, es un estado estacionario que depende de la permeabilidad de la membrana en reposo a los iones y de las concentraciones intracelular y extracelular de los iones a los que la membrana es permeable. El término conductancia se utiliza a menudo para describir la permeabilidad.

Aunque es posible medir las corrientes iónicas a través de la membrana, es más común medir la diferencia de potencial, o voltaje, a través de la membrana (potencial de membrana) en unidades de milivoltios (mV).

La membrana plasmática está polarizada y tiene un lado positivo y otro negativo. Cuando estos dos lados (extracelular e intracelular) se conectan a través de canales iónicos abiertos, la corriente, en forma de iones, puede fluir hacia dentro o hacia afuera a través de la membrana y por lo tanto cambiar su voltaje.

Si la membrana es permeable a un ion particular, ese ion difundirá a favor de su gradiente de concentración desde una región de mayor concentración a otra de menor concentración. En la generación del potencial de reposo de la membrana, los iones K^+ difunden hacia fuera a través de la membrana, dejando

tras de sí una carga neta negativa, debido a grandes aniones que no pueden atravesar la membrana.



Responder el siguiente cuestionario:

- a) ¿Cuál es la polaridad del potencial de membrana en reposo?
Positivo, negativo o sin carga.
- b) ¿Qué significado tiene el voltaje indicado en el punto anterior?
 - Hay exactamente el mismo número de cargas positivas y cargas negativas dentro de la membrana.
 - Hay más cargas negativas que positivas dentro de la membrana.
 - Hay más cargas positivas que negativas dentro de la membrana.
- c) La membrana de la mayoría de las células, incluyendo las neuronas contienen canales pasivos de potasio. A una concentración normal de potasio, en qué dirección el potasio debería moverse (difundir) a través de estos canales:
 - Hacia adentro de la célula
 - Hacia afuera de la célula
- d) ¿Qué sucedería con el potencial de membrana en reposo si la concentración de potasio extracelular se incrementa?
 - El potencial de membrana se torna más negativo
 - El potencial de membrana en reposo se torna menos negativo
 - El potencial de membrana en reposo no cambia
- e) ¿Qué efecto tiene el incremento de potasio extracelular en la difusión neta de potasio fuera de la célula?
 - Incrementa la difusión neta
 - Disminuye la difusión neta
- f) ¿De qué manera se movería el Na^+ a través de la membrana si hubiera canales abiertos de Na^+ ?
 - El sodio difundiría hacia afuera de la célula
 - El sodio difundiría hacia adentro de la célula
- g) La membrana tiene canales de K^+ abiertos y el cambio de la concentración extracelular de K^+ da como resultado un cambio en el potencial de membrana. Cambiar la concentración extracelular de Na^+ no cambia significativamente el potencial de membrana. ¿Cuál es el estado de los canales de Na^+ en la membrana en reposo de una neurona?
 - Los canales de Na^+ están cerrados.
 - Los canales de Na^+ están abiertos.

Actividad 2: El potencial de acción- umbral.

Los mecanismos moleculares subyacentes al potencial de acción se estudiaron hace más de 50 años con registros intracelulares, usando los axones gigantes del calamar, que tienen alrededor de 1 milímetro de diámetro. Debido a que el axón es tan delgado, es muy difícil insertar un electrodo a través de su membrana, sin embargo, algo de la carga (iones) que cruzan la membrana para generar el potencial de acción puede ser registrada desde el exterior de la membrana.

Equipo utilizado: En la pantalla (Figura 5) aparecerá lo siguiente: un compartimento nervioso; un axón; un osciloscopio utilizado para observar el momento de estimulación y los cambios de voltaje en el axón; un estimulador que se utiliza para seleccionar el voltaje del estímulo y aplicar los impulsos que despolaricen el axón; cables de estimulación (S); electrodos de registro (cables R1 y R2) utilizados para registrar los cambios de voltaje en el axón (el primer conjunto de electrodos de registro, R1, está a 2 centímetros de los cables de estimulación y el segundo juego de electrodos de registro, R2, está a 2 centímetros de R1).

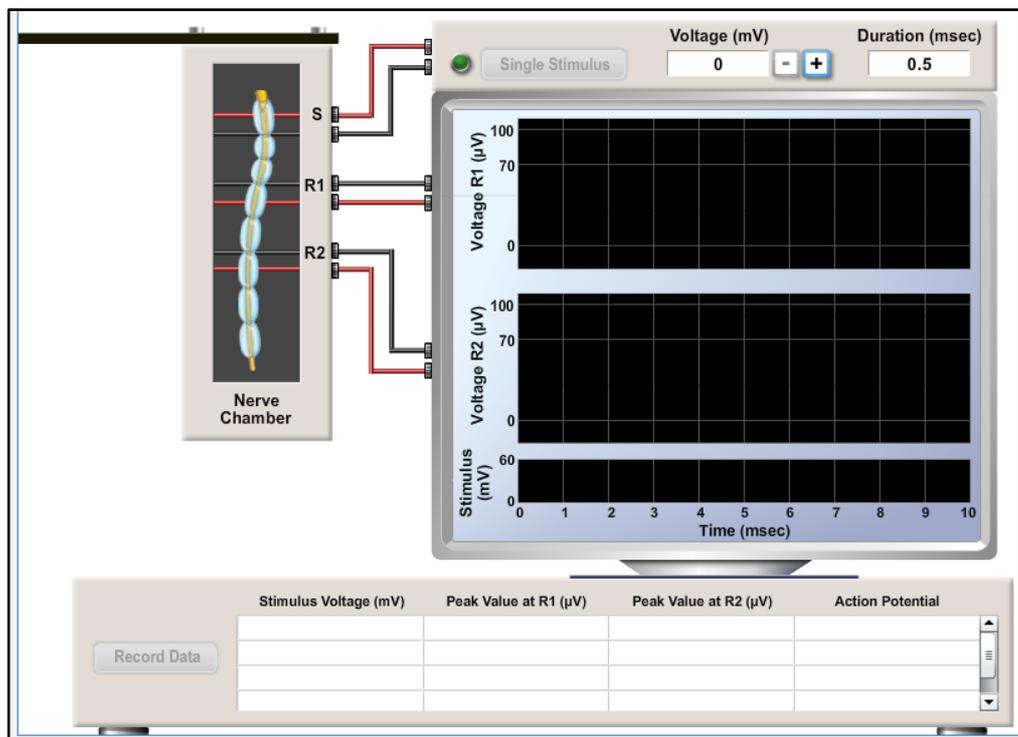


Figura 5: Pantalla del simulador en el axón.

Instrucciones:

1. Observar que la duración del estímulo está fijada en 0,5 milisegundos. Ajustar el voltaje del estimulador a 10 mV pulsando el botón (+) situado junto al

indicador de voltaje (este voltaje produce una corriente que puede estimular la neurona provocando su despolarización). Pulsar en Estimulación simple (*Single Stimulus*) para aplicar al axón un breve impulso y observar el trazado resultante. En este voltaje inicial de estimulación no hay potencial de acción. Pulsar en Guardar datos (*Record Data*) para mostrar los resultados en la pantalla. Anotar los resultados en la Tabla 4.

2. Aumentar el voltaje del estímulo hasta observar un potencial de acción en el electrodo de registro 1 (R1). Incrementar el voltaje en 10 mV y pulsar en Estimulación simple (*Simple Stimulus*). El voltaje en el que se observa por primera vez un potencial de acción es el voltaje umbral, intracelularmente el potencial de membrana cambia desde -70 o -90 mV según la célula, a unos $+30$ mV. Pulsa en Guardar datos (*Record Data*) para mostrar los resultados en la pantalla. Anotar los resultados en la Tabla 4.



Para continuar, responder las siguientes preguntas:

- a) ¿Por qué el potencial de acción registrado por el segundo electrodo de grabación (R2) se retrasa con relación al potencial de acción registrado por el primer electrodo de grabación (R1)?
- La fuerza del estímulo era demasiado pequeña para que ocurriera una grabación simultánea.
 - El axón utilizado en este experimento es anormalmente largo.
 - El potencial de acción tenía que propagarse de R1 a R2.
 - Los cables de grabación en este experimento no pueden detectar grabaciones simultáneas.
- b) ¿Cómo cambiará el potencial de acción en R1 (o R2) a medida que continúe aumentando el voltaje del estímulo?
- La duración del potencial de acción disminuiría
 - El valor del pico del potencial de acción aumentaría
 - El potencial de acción no cambiaría.
 - El valor del pico del potencial de acción disminuiría

3. Ahora se seguirán observando los efectos del incremento gradual del voltaje del estímulo. Aumentar el voltaje en 10 mV y pulsar en Estimulación simple (*Simple Stimulus*). Repetir este paso hasta estimular el axón con 50 mV (el voltaje máximo que puede proporcionar el estimulador). Guardar datos (*Record Data*) para mostrar los resultados en la pantalla cada vez que se estimule. Anotar los resultados en la Tabla 4.

Tabla 4.

Potencial de acción- umbral			
Voltaje de estimulación (mV)	Valor máximo en R1 (uV)	Valor máximo en R2 (uV)	Potencial de acción



Para continuar, responder la siguiente pregunta:

Un aumento en el K^+ extracelular despolarizaría una neurona, ¿qué efecto tendría esto en los axones cercanos?

Las membranas axonales cercanas:

- Tendrán potenciales de acción que son más pequeños que lo normal
- Serán despolarizadas a valores superiores a los voltajes umbral.
- Tendrán potenciales de acción más rápidos que lo normal.
- Serán despolarizadas a valores por debajo de los voltajes umbral.

Consignas de la actividad:

1. Definir el término umbral.
2. ¿Qué cambio en el potencial de membrana (despolarización o hiperpolarización) desencadena un potencial de acción?
3. ¿Cómo cambió el potencial de acción en R1 (o R2) a medida que aumentó el voltaje del estímulo por encima del valor umbral?
4. ¿Un potencial de acción es un suceso todo o nada? Explicar la respuesta.

Actividad 3: El potencial de acción y los periodos refractarios absoluto y relativo.

Los canales de sodio dependientes de voltaje de la membrana plasmática de una célula excitable se abren cuando se despolariza la membrana. Aproximadamente 1-2 milisegundos más tarde, estos canales se inactivan, lo que significa que ya no permiten que más sodio pase por el canal y ya no pueden reabrirse por despolarización durante un periodo de tiempo.

Los canales de potasio dependientes de voltaje que se abren durante el potencial de acción lo hacen más lentamente. Contribuyen a la repolarización

del potencial de acción desde su valor máximo, a medida que fluye más potasio hacia fuera.

En esta actividad se explorarán las consecuencias que tienen los estados de conformación de los canales dependientes de voltaje en la generación de los subsiguientes potenciales de acción.

El periodo refractario absoluto es el tiempo tras un potencial de acción en que la neurona no puede iniciar un segundo potencial de acción, no importa cuán intenso sea el estímulo y el periodo refractario relativo es el tiempo después de un potencial de acción en que se puede generar un segundo potencial si se aumenta la intensidad del estímulo.

Equipo utilizado: Se utilizará el mismo axón utilizado en la actividad 2 (Figura 5) sin electrodo de registro R2.

Instrucciones:

1. Observar que la duración del estímulo está fijada en 0,5 milisegundos. Ajustar el voltaje a 20 mV, el voltaje umbral. Pulsar en Estimulación simple (*Single Stimulus*) para aplicar un impulso y observar el aspecto del potencial de acción a esta escala de tiempo.
2. Ajustar el intervalo entre estímulos a 250 milisegundos, seleccionando 250 en el menú desplegable “Intervalo entre estímulos (*Interval between Stimuli*)”. Pulsar en Estimulación doble (*Twin pulses*) para aplicar al axón dos impulsos y observar el trazado resultante. Guardar datos (*Record Data*) y anotar los resultados en la Tabla 5.

Tabla 5.

Periodos refractarios absoluto y relativo		
Intervalo entre estímulos (ms)	Voltaje de estimulación (mV)	¿Hay un segundo potencial de acción?

3. Disminuir el intervalo entre estímulos a 125 milisegundos. Pulsar en Estimulación doble (*Twin pulses*) y observar el trazado resultante. Pulsar en Guardar datos (*Record Data*) para mostrar resultados en la pantalla. Anotar los resultados en la Tabla 5.

4. Disminuir el intervalo entre estímulos a 60 milisegundos. Pulsar en Estimulación doble (*Twin pulses*) y observar el trazado resultante. Tener en cuenta que, con este intervalo de estímulos, el segundo estímulo no generó un potencial de acción, Pulsar en Guardar datos (*Record data*). Anotar los resultados en la Tabla 5.

5. Este intervalo es parte del periodo refractario relativo, se puede generar un segundo potencial de acción aumentando la intensidad del estímulo. Aumentar la intensidad del estímulo en 5 mV pulsando el botón (+) situado al lado del indicador de voltaje y luego pulsar en Estimulación doble (*Twin pulses*). Repetir este paso hasta obtener un segundo potencial de acción. Pulsar en Guardar datos (*Record data*). Anotar los resultados en la Tabla 5.



Para continuar, responder las siguientes preguntas:

- a) El umbral se puede definir como el voltaje mínimo necesario para generar un potencial de acción. ¿Es el umbral para el primer potencial de acción el mismo, o diferente, del umbral para el segundo potencial de acción con un intervalo de 60 mseg?
 - El umbral para el primer potencial de acción es menor que el umbral para el segundo potencial de acción.
 - El umbral para el primer potencial de acción es el mismo que el umbral para el segundo potencial de acción.
 - El umbral para el primer potencial de acción es más alto que el umbral para el segundo potencial de acción.

- b) Si disminuye aún más el intervalo entre los estímulos, ¿cambiará el umbral para el segundo potencial de acción?
 - El umbral para el segundo potencial de acción disminuiría (requiriendo una despolarización menor).
 - El umbral para el segundo potencial de acción no cambia.
 - El umbral para el segundo potencial de acción aumentaría (requiriendo una despolarización mayor).

Ahora se disminuirá el intervalo hasta que el segundo potencial de acción falle nuevamente (para que se pueda observar claramente el potencial de acción en el intervalo más corto entre estímulos, la escala de tiempo del osciloscopio se ha establecido en 10 mseg por división).

6. Disminuir el intervalo entre los estímulos en un 50% y pulsar en

Estimulación doble (*Twin pulses*). Cuando el segundo potencial de acción falle pulsar en Guardar datos (*Record Data*) y anotar los resultados en la Tabla 5.

7. Aumentar la intensidad del estímulo 5 mV pulsando el botón (+) y luego pulsar estimulación doble (*Twin pulses*). Repetir este paso hasta que se genere un segundo potencial de acción. Guardar datos (*Record Data*). Anotar los resultados en la Tabla 5.

8. Determinar el intervalo entre estímulos en el que no se puede generar un segundo potencial de acción, independientemente de cuán intenso sea el estímulo. Aumentar la intensidad del estímulo a 60 mV (el voltaje más alto en el estimulador) y disminuir el intervalo entre los estímulos en un 50% (a partir de 30 mseg) y luego pulsar estimulación doble (*Twin pulses*). Repetir este paso hasta que falle el segundo potencial de acción.

El intervalo en el que falla el segundo potencial de acción es el periodo refractario absoluto, tiempo después de un potencial de acción en que la neurona no puede disparar un segundo potencial de acción, no importa cuán intenso sea el estímulo. Guardar datos (*Record Data*). Anotar los resultados en la Tabla 5.

Consignas de la actividad:

1. Definir periodo refractario absoluto y relativo describiendo los estados de los canales de sodio dependiente de voltaje.
2. ¿Por qué es más difícil generar un segundo potencial de acción durante el periodo refractario relativo?
3. ¿Cómo cambió el umbral para el segundo potencial de acción a medida que se disminuyó progresivamente el intervalo entre los estímulos?

DEMOSTRACIÓN DE FENÓMENOS CONTRÁCTILES EN MÚSCULO ESQUELÉTICO

Actividad 4: Efecto de la intensidad del estímulo en la contracción del músculo esquelético.

Cuando se aísla un músculo esquelético de un animal experimental y se coloca sobre un transductor de fuerza, se pueden obtener contracciones musculares mediante estimulaciones eléctricas controladas.

La fuerza generada por un músculo entero refleja el número de unidades motoras que actúan en un momento dado. Una fuerte contracción muscular implica que muchas unidades motoras están activadas y que cada unidad motora desarrolla su máxima tensión o fuerza. Una contracción muscular débil implica que algunas unidades motoras están activadas, pero cada unidad motora activada desarrolla asimismo su máxima tensión o fuerza.

En esta actividad se obtendrán contracciones isométricas (longitud del músculo fija) de un músculo esquelético aislado. Esta actividad permitirá investigar cómo

la intensidad de un estímulo eléctrico afecta a la función de un músculo entero. Tener en cuenta que en estas simulaciones se emplea estimulación indirecta mediante un electrodo colocado sobre la superficie del músculo. La estimulación indirecta difiere de la situación en vivo, donde cada fibra muscular recibe una estimulación directa a través de un terminal nervioso. Sin embargo, aumentando la intensidad de la estimulación eléctrica, podemos imitar cómo el sistema nervioso aumenta el número de unidades motoras activadas.

Partiendo de voltaje cero y aumentando poco a poco hasta obtener una contracción, se demostrará la existencia del “estímulo umbral”. Cuando se incrementa el voltaje del estímulo por encima del umbral, también aumenta la cantidad de fuerza producida por el músculo entero porque cuanto mayor es el estímulo que recibe un músculo, más fibras musculares se activan y por tanto mayor será la fuerza producida por el músculo.

Aumentando el número de unidades motoras activas podemos conseguir un aumento de la fuerza de la contracción muscular, este proceso se denomina reclutamiento de unidades motoras. La máxima fuerza en el músculo entero se produce cuando todas sus fibras musculares han sido activadas por un estímulo suficientemente grande (voltaje máximo). La estimulación con voltajes superiores al voltaje máximo no aumentará la fuerza de contracción.

Equipo utilizado: En la pantalla (Figura 6) aparecerá lo siguiente: un músculo esquelético intacto y vivo disecado de la pata de una rana; un estimulador eléctrico, que permite modificar el voltaje y el tiempo deseados para estimular el músculo a través de electrodos situados sobre él; un soporte de montaje, que incluye un transductor de fuerza para medir la cantidad de fuerza, o tensión desarrollada por el músculo; un osciloscopio, que muestra la contracción del músculo aislado y la cantidad de fuerza activa, fuerza pasiva y fuerza total desarrolladas por el músculo.

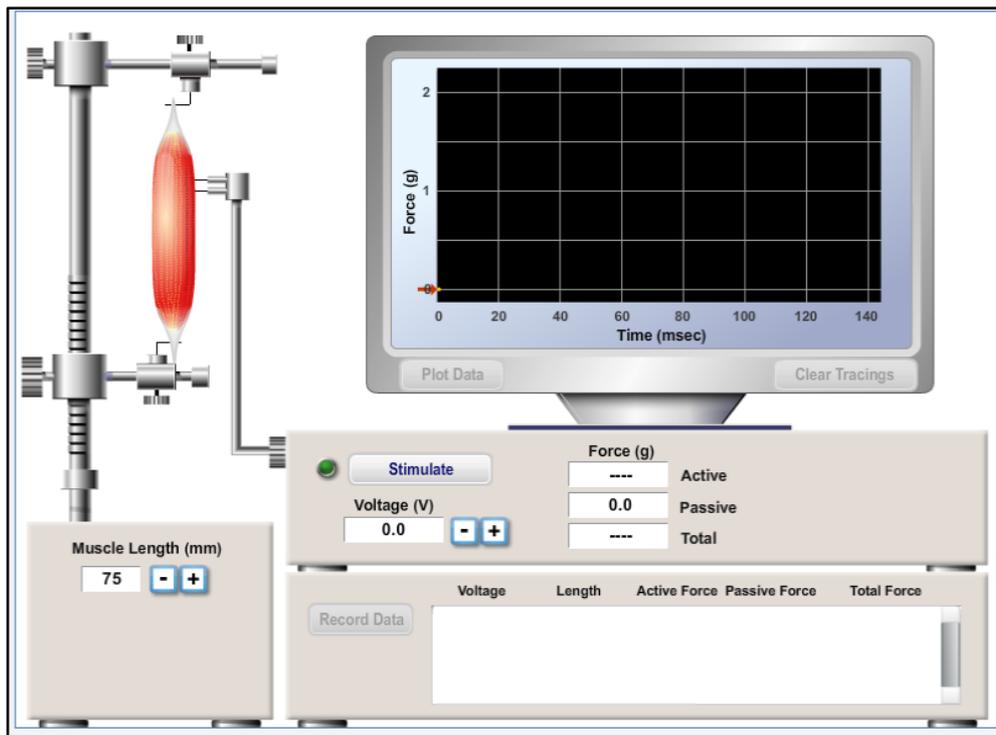


Figura 6. Pantalla del simulador contráctil.

Las descargas eléctricas serán administradas por un estimulador eléctrico en el que se puede ajustar el voltaje, la frecuencia y la duración de la descarga. Cuando se aplican descargas a un músculo que se ha extraído quirúrgicamente de un animal, un único estímulo dará lugar a una contracción muscular, es decir que observaremos la respuesta mecánica a un único potencial de acción.

Instrucciones:

1. El voltaje en el estimulador está ajustado a 0,0 voltios. Pulsar en Estimular (*Stimulate*) para proporcionar un estímulo eléctrico al músculo y observar el trazado de la fuerza muscular que resulta sobre el osciloscopio. Pulsa en Guardar datos (*Record Data*) para mostrar resultados en la pantalla. Anotar los resultados en la Tabla 6.



Para continuar, responder la siguiente pregunta:

¿Qué se observa en la pantalla de fuerza activa cuando el voltaje de estímulo se establece en 0,0, y por qué esta observación tiene sentido?

- No hay activación de las fibras del músculo esquelético por este estímulo.
- Es un estímulo bajo que solo activa algunas fibras del músculo esquelético.
- El músculo esquelético aislado del cuerpo y montado en el soporte del transductor, ya no puede generar fuerza activa cuando se estimula.

2. Aumentar el voltaje hasta 0,2 voltios pulsando en el botón (+) junto al indicador de voltaje, pulsar en Estimular (*Stimulate*) para aplicar un estímulo eléctrico al músculo y observar el trazado resultante. Pulsa en Guardar datos (*Record Data*) para mostrar resultados en la pantalla. Anotar los resultados en la Tabla 6.

Para determinar el estímulo umbral, voltaje mínimo necesario para generar una fuerza activa, aumenta gradualmente el voltaje de la estimulación:

3. Aumentar el voltaje en 0,1 voltios sucesivamente hasta que aparezca una fuerza activa. Pulsa en Guardar datos (*Record Data*) para mostrar resultados en la pantalla. Una vez hallado el voltaje umbral, anotar los resultados en la Tabla 6.



Para continuar, responder la siguiente pregunta:
¿Cuál es el voltaje de estímulo más bajo que induce la fuerza activa en el músculo esquelético?

- Voltaje umbral
- Voltaje mínimo
- Estimulo adecuado

4. Aumentar el voltaje del estimulador hasta 1,0 voltios y pulsar en Estimular (*Stimulate*), observar la fuerza activa que aparece en pantalla y pulsar en Guardar datos (*Record Data*) para mostrar resultados en la pantalla. Anotar los resultados en la Tabla 6.

5. Aumentar el voltaje en 0,5 voltios, pulsar en Estimular (*Stimulate*) y observar el trazado resultante. Observar la fuerza activa que aparece en pantalla y pulsar en Guardar datos (*Record Data*). Anotar los resultados en la Tabla 6.

6. Repetir estos pasos hasta llegar a 10,0 voltios. Pulsar en Representar datos (*Plot Data*) para ver un resumen de los resultados. Anotar el voltaje máximo para este experimento.....

Tabla 6.

Efecto de la intensidad del estímulo en la contracción del músculo esquelético			
Voltaje (V)	Fuerza activa (g)	Voltaje (V)	Fuerza activa (g)



Para continuar, responder la siguiente pregunta:

A medida que aumenta el voltaje del estímulo de 1 voltio a 10 voltios, ¿cuál será la cantidad de fuerza activa generada por cada estímulo?

- La fuerza activa aumenta continuamente.
- La fuerza activa no aumenta cuando el voltaje del estímulo es mayor de 1 voltio.
- La fuerza activa primero aumenta y luego se estabiliza en un valor máximo.
- La fuerza activa primero aumenta y luego disminuye.
- El músculo genera calor y se activan mecanismos de irrigación.

Consignas de la actividad:

1. ¿Qué ocurre con la fuerza generada por el músculo cuando se estimula con mayores estímulos y por qué ocurre eso?
2. ¿Cómo se consigue este efecto “*in vivo*”?
3. ¿Qué ocurre con esos cambios en la fuerza generada en un músculo entero “*in vivo*”?
4. ¿Qué sucedió en el músculo esquelético aislado cuando se aplicó el máximo voltaje?

Actividad 5: Efecto de la frecuencia de estimulación en la contracción del músculo esquelético.

Se analizará otra forma de aumentar la fuerza producida por un músculo esquelético aislado. Cuando un músculo se contrae produce una fuerza menor que la que es capaz de producir con estimulaciones posteriores en un lapso de tiempo relativamente corto. El “efecto escalera o *treppe*” es el aumento progresivo de la fuerza generada cuando un músculo es estimulado repetidamente a modo de escalones, de tal manera que las contracciones se producen una muy cerca de la otra y cada pico de la contracción es más alto que el pico de la contracción anterior. En las primeras contracciones, cada contracción produce una fuerza ligeramente mayor que la anterior siempre y cuando el músculo se pueda relajar completamente entre estímulos relativamente próximos.

Cuando un músculo esquelético es estimulado repetidamente, de tal manera que los estímulos lleguen uno tras otro separado por un período de tiempo corto, las contracciones pueden superponerse entre sí y dar lugar a una contracción muscular más fuerte. Este fenómeno se conoce como “sumación”. El fenómeno de sumación ocurre cuando las fibras musculares están desarrollando tensión y son estimuladas de nuevo antes de que se hayan relajado. Por eso la sumación se consigue aumentando la frecuencia de estimulación o la rapidez con que se aplican los estímulos al músculo. La sumación ocurre porque las fibras musculares se encuentran parcialmente contraídas cuando se aplica un estímulo.

Equipo utilizado: el mismo de la actividad anterior (Figura 6)

Instrucciones:

1. El voltaje del estimulador está ajustado a 8,5 voltios. Pulsar en Estimulación simple (*Single Stimulus*) y observar en el osciloscopio el trazado que resulta y la fuerza activa que aparece en pantalla. Observar la fuerza activa que aparece en pantalla y pulsar en Guardar datos (*Record Data*) para mostrar los resultados en la pantalla. Anotar los resultados en la Tabla 7.
2. Pulsar en Estimulación simple (*Single Stimulus*) y dejar que la línea ascienda y descienda totalmente. Cuando la línea vuelva al nivel inicial, pulsar otra vez en Estimulación simple (*Single Stimulus*). Observar la fuerza activa de la segunda contracción muscular y pulsar en Guardar datos (*Record data*). Anotar los resultados en la Tabla 7.

Tabla 7.

Efecto de la frecuencia de estimulación sobre la contracción del músculo esquelético		
Voltaje (V)	Estímulo	Fuerza activa (g)



Para continuar, responder la siguiente pregunta:
¿Hubo algún cambio en la fuerza generada por el músculo durante la segunda contracción estimulada?

- Sí, el segundo estímulo generó menos fuerza muscular.
- No, el segundo estímulo fue igual que el primero.
- Si, el segundo estímulo generó más fuerza muscular.

3. Se ha observado un aumento en la fuerza activa generada por el músculo cuando se aplica inmediatamente un segundo estímulo. Este aumento demuestra el efecto escalera o efecto *treppe*. Pulsar en Borrar trazados (*Clear Tracings*) para borrar la pantalla del osciloscopio.

4. A continuación, investigaremos el proceso de sumación. Pulsar en Estimulación simple (*Single Stimulus*) y observar como el trazado asciende y comienza a descender. Antes de que la línea recupere su nivel inicial, pulsar de nuevo en Estimulación simple (*Single Stimulus*). Observar la fuerza activa de la segunda contracción muscular. Anotar los resultados en la Tabla 7.



Para continuar, responder la siguiente pregunta:

A medida que aumenta la frecuencia del estímulo, ¿qué pasará con la fuerza muscular generada con cada estímulo sucesivo? ¿Habrá un límite para esta respuesta?

- A medida que aumenta la frecuencia del estímulo, la fuerza muscular generada por cada estímulo sucesivo aumentará. No habrá límite para este aumento.
- A medida que aumenta la frecuencia del estímulo, la fuerza muscular generada por cada estímulo sucesivo aumentará. Habrá límite para este aumento.
- A medida que aumenta la frecuencia del estímulo, la fuerza muscular generada por cada estímulo sucesivo seguirá siendo la misma.
- A medida que aumenta la frecuencia del estímulo, la fuerza muscular generada por cada estímulo sucesivo primero aumentará y luego disminuirá a medida que la frecuencia del estímulo se vuelve muy alta.

5. Estimular el músculo a mayor frecuencia pulsando Estimulación simple (*Single Stimulus*) cuatro veces en una rápida sucesión. Observar la fuerza activa que aparece. Anotar los resultados en la Tabla 7.



Para continuar, responder las siguientes preguntas:

a) ¿La fuerza muscular total generada por la estimulación a frecuencia más alta es mayor que la fuerza generada en estimulaciones previas?

- Sí, es mayor que en las estimulaciones previas
- No, sigue siendo el mismo que antes
- No, es menos que los estímulos previos

b) Para producir contracciones musculares sostenidas con un valor de fuerza activa de 5,2 gramos, ¿cree que necesitará aumentar el voltaje del estímulo?

- Si
- No

6. Pulsar en Borrar trazados (*Clear Tracings*) para borrar la pantalla del osciloscopio. Aumentar el voltaje hasta 10,0 voltios pulsando el botón (+) situado junto al indicador de voltaje y pulsar en Estimulación simple (*Single Stimulus*) cuatro veces en rápida sucesión. Observar la fuerza activa que aparece. Anotar los resultados en la Tabla 7.

7. Pulsar en Borrar trazados (*Clear Tracings*) para borrar la pantalla del osciloscopio. Recuperar el voltaje de 8,5 voltios y pulsar en Estimulación simple (*Single Stimulus*) tantas veces como se pueda. Observar la fuerza activa que aparece. Repetir estos pasos hasta lograr una fuerza activa de 5,2 gramos. Anotar los resultados en la Tabla 7.



Para continuar, responder las siguientes preguntas:

¿La fuerza generada por el músculo cambia con cada estímulo adicional?

- A medida que aumenta la frecuencia de estímulo, la tensión muscular generada por cada estímulo sucesivo también aumenta y no se observa límite para este aumento.
- A medida que aumenta la frecuencia de estímulo, la tensión muscular generada por cada estímulo sucesivo también aumenta y se observa un límite para este aumento.
- A medida que aumenta la frecuencia de estímulo, la tensión muscular generada por cada estímulo permanece igual.
- A medida que aumenta la frecuencia del estímulo, la tensión muscular generada por cada estímulo sucesivo siempre disminuye.

Consignas de la actividad:

1. ¿Por qué el efecto *treppe* también es conocido como el efecto de escalera?
2. ¿Qué cambios han tenido lugar en el músculo esquelético para que se pueda observar un efecto *treppe*?
3. ¿Cómo afecta la frecuencia de estimulación a la fuerza generada en un músculo esquelético?
4. Explicar cómo se consigue "*in vivo*" una sumación.
5. A medida que aumenta la frecuencia de estimulación, ¿qué ocurrirá con la fuerza muscular generada con sucesivos estímulos? ¿Tiene límite esta respuesta?
6. Para producir contracciones musculares que mantengan una fuerza activa de 5,2 gramos, ¿es necesario aumentar la intensidad (voltaje) del estímulo?

Actividad 6: Tetanización de un músculo esquelético aislado.

Si a un músculo se le aplican estímulos muy seguidos durante un período de tiempo prolongado, cada vez a mayor frecuencia, las contracciones comenzarán a unirse de tal manera que los picos y valles de cada contracción no se distinguirán unos de otros, este estado es conocido como tetanización. En caso de que tales contracciones espasmódicas musculares sean sucesivas

uniformes, sostenidas y además dolorosas, estaremos hablando de tetania.

Instrucciones:

1. Se ha establecido un voltaje de 8,5 voltios y el número de estímulos por segundo es de 50. Pulsar en Estimulación múltiple (*Multiple Stimuli*) y observar como la línea del trazado se mueve por la pantalla. Después de que el trazado haya recorrido la pantalla completa y comience a recorrer una segunda pantalla, pulsar en Detener estímulos (*Stop Stimuli*) para detener el estimulador. Pulsar en Guardar datos (*Record Data*) para mostrar los resultados. Anotar los resultados en la Tabla 8.



Para continuar, responder la siguiente pregunta:

¿Qué comienza a suceder alrededor de 80 mseg?

- La suma de las fuerzas cesa
- Se desarrolla tétanos completo
- Se desarrolla tétanos incompleto.
- Se alcanza la máxima tensión tetánica.



Para continuar, responder la siguiente pregunta: A medida que la frecuencia del estímulo aumenta aún más, ¿qué le sucederá a la tensión muscular y que aparecerá con cada estímulo sucesivo? ¿Habrá un límite para esta respuesta?

- A medida que la frecuencia del estímulo aumenta, la tensión muscular generada con cada estímulo sucesivo aumentará. No habrá un límite para este incremento.
- A medida que la frecuencia del estímulo aumenta, la tensión muscular generada con cada estímulo sucesivo aumentará. Habrá un límite para este incremento.
- A medida que la frecuencia del estímulo aumenta, la tensión muscular generada con cada estímulo sucesivo seguirá siendo el mismo.
- A medida que la frecuencia del estímulo aumenta, la tensión muscular generada con cada estímulo sucesivo al primer aumento seguirá siendo la misma y disminuirá cuando la frecuencia del estímulo sea muy alta.

2. Aumentar los estímulos/segundo hasta 130, pulsar en Estimulación múltiple (*Multiple Stimuli*) y observar el trazado resultante. Después de que el trazado haya recorrido la pantalla completa y comience a recorrer una segunda pantalla, pulsar en Detener estimulación (*Stop Stimuli*). Pulsar Guardar datos (*Record*

Data). Anotar los resultados en la Tabla 8.



Para continuar, responder la siguiente pregunta:
¿Al comparar el trazado a 130 estímulos/seg con el trazado a 50 estímulos /seg?

- La suma de las fuerzas cesa a mayor frecuencia de estímulo
- A mayor frecuencia de estímulo se desarrolla tétano completo
- A mayor frecuencia de estímulo no se desarrolla tétano incompleto
- Se produce la máxima tensión tetánica

3. Pulsar en Borrar trazados (*Clear Tracings*) para borrar la pantalla del osciloscopio. Aumentar la frecuencia hasta 140 estímulos/seg, pulsar en Estimulación múltiple (*Multiple Stimuli*) y observar el trazado resultante. Después de que el trazado haya recorrido la pantalla completa y comience a recorrer una segunda pantalla, pulsar en Detener estimulación (*Stop Stimuli*). Pulsar Guardar datos (*Record Data*). Anotar los resultados en la Tabla 8.

4. Pulsar en Borrar trazados (*Clear Tracings*). Aumentar la frecuencia en 2 estímulos/seg, pulsar en Estimulación múltiple (*Multiple Stimuli*) y observar el trazado resultante. Después de que el trazado haya recorrido la pantalla completa y comenzar a recorrer una segunda pantalla, pulsar en Detener estimulación (*Stop Stimuli*). Pulsar Guardar datos (*Record Data*). Anotar los resultados en la Tabla 8.

5. Pulsar en Borrar trazados (*Clear Tracings*). Repetir estos pasos hasta llegar a 150 estímulos por segundo.



Para continuar, responder la pregunta:
¿Cómo se comparan los trazados con 146-150 estímulos/segundo con el trazado a 130 estímulos/segundo?

- La sumación de fuerza cesa a las frecuencias de estimulación más elevadas.
- El tétanos completo se desarrolla a las frecuencias de estimulación más altas.
- El tétanos incompleto no se desarrolla a las frecuencias de estimulación más altas.
- La tensión tetánica máxima se desarrolla a las frecuencias de estimulación más alta

Tabla 8.

Tetanización en músculo esquelético aislado	
Estímulos por segundo	Fuerza activa (g)

Consignas de la actividad:

1. Explicar que se está sumando en el músculo esquelético, para que una estimulación de alta frecuencia provoque una contracción muscular débil y mantenida.
2. Describir cómo el aumento de la frecuencia de estimulación afecta a la fuerza desarrollada por el músculo esquelético aislado en esta actividad.
3. Indicar qué tipo de fuerza desarrolló el músculo esquelético aislado en esta actividad, con las siguientes frecuencias de estimulación: 50 estímulos/seg, 140 estímulos/seg y por encima de 146 estímulos/seg.
4. ¿Qué frecuencia de estimulación no consiguió aumentar la fuerza de la contracción? ¿Cómo se denomina la tensión muscular conseguida con esa frecuencia?

Actividad 7: Fatiga en músculo esquelético aislado.

El término fatiga se refiere al declive en la capacidad de un músculo para mantener una fuerza de contracción constante después de una estimulación repetida y prolongada.. En los casos de ejercicio de alta intensidad, el factor principal que provoca fatiga es la acumulación de ácido láctico, ADP y Pi en los músculos.

Equipo utilizado: el mismo de la actividad anterior (Figura 6)

Instrucciones

1. El voltaje se ha fijado en 8,5 voltios y el número de estímulos por segundo es 120. Pulsar en Estimulación múltiple (*Multiple Stimuli*) y observar con cuidado el trazado que representa la fuerza de la contracción en el osciloscopio. Pulsar en Detener estimulación (*Stop Stimuli*) después de que la

fuerza muscular caiga hasta 0. Pulsar en Guardar datos (*Record datos*) para mostrar los resultados en la pantalla. Anotar los resultados en la Tabla 9.

2. Pulsar en Borrar trazados (*Clear Tracings*) para borrar la pantalla del osciloscopio.



Para continuar, responder las siguientes preguntas:

a) ¿Por qué la fuerza muscular comienza a disminuir con el tiempo a pesar de los estímulos mantenidos? (Por acumulación de ácido intracelular.

- Por acumulación de ADP y Pi intracelulares.
- El movimiento del calcio intracelular está alterado.
- Más de una respuesta pueden ser correctas.

b) Si el estimulador se apaga brevemente durante periodos de tiempo definidos, ¿qué pasará con la duración del tiempo en que el músculo pueda mantener la tensión máxima desarrollada cuando el estimulador se encienda de nuevo?

- La duración del período de descanso no afectará sustancialmente la duración del tiempo de la tensión muscular sostenida.
- La duración del período de descanso aumentará proporcionalmente la duración del tiempo de la tensión muscular sostenida.
- La duración del período de descanso disminuirá proporcionalmente a la duración del tiempo para la tensión muscular sostenida.

3. Para demostrar la aparición de fatiga tras un periodo de descanso variable, pulsar en Estimulación múltiple (*Multiple Stimuli*) activando y desactivando la estimulación hasta tres veces. Antes de empezar el experimento leer detenidamente los siguientes pasos:

- Pulsa en Estimulación múltiple (*Multiple Stimuli*)
- Cuando la fuerza muscular caiga hasta 0, pulsar en Detener estimulación (*Stop Stimuli*) para desactivar el estimulador.
- Esperar 10 segundos y pulsar en Estimulación múltiple (*Multiple Stimuli*) para activar de nuevo el estimulador.
- Pulsar en Detener estímulos (*Stop Stimuli*) cuando la fuerza muscular vuelva a ser 0.
- Esperar 20 segundos y pulsar en Estimulación múltiple (*Multiple Stimuli*). Pulsar en Detener estímulos (*Stop Stimuli*) después de que la fuerza muscular caiga a 0.

Pulsar en Guardar datos (*Record Data*) y anotar los resultados en la Tabla 9.



Para continuar, responder la siguiente pregunta:

¿Por qué la duración del periodo de descanso intermedio afecta la cantidad de tiempo que el músculo esquelético puede mantener la tensión máxima una vez que el estimulador se enciende de nuevo?

- Las concentraciones intracelulares de ácido láctico aumentan durante el periodo de descanso.
- Las concentraciones intracelulares de acetilcolina aumentan durante el periodo de descanso.
- Las concentraciones intracelulares de ADP y P disminuyen durante el periodo de descanso.
- Los niveles de calcio en el retículo sarcoplásmico disminuyen durante el periodo de descanso.

Tabla 9.

Resultados de la fatiga		
Periodo de reposo (s)	Fuerza activa (g)	Fuerza máxima mantenida (s)

Consignas de la actividad:

1. Cuando un músculo esquelético se fatiga, ¿qué sucede con la fuerza de la contracción a lo largo del tiempo?
2. ¿Cuáles son algunas de las causas propuestas de la fatiga del músculo esquelético?
3. Enumerar algunas de las maneras en las que los seres humanos pueden retrasar la aparición de la fatiga cuando se están utilizando vigorosamente sus músculos esqueléticos.

TRABAJO PRÁCTICO Nº 3

FISIOLOGÍA CARDÍACA

DEMOSTRACIÓN PRÁCTICA EN CORAZÓN DE BATRACIOS

En la actividad práctica se realizarán ejercicios para comprender la fisiología cardíaca con el uso del simulador *PhysioEx 9.0* “Simulaciones de laboratorio de Fisiología”.

Actividad 1: Investigación del período refractario del músculo cardíaco.

El músculo cardíaco y algunos tipos de músculo liso se contraen de forma espontánea sin ningún estímulo externo. La capacidad del corazón para activar sus propias contracciones se denomina autorritmicidad.

Se produce sumación cuando se estimula a alta frecuencia un músculo esquelético, de manera que se superponen las contracciones musculares y dan como resultado una contracción más fuerte que una contracción muscular simple. Cuando la frecuencia de estimulación es lo suficientemente alta, el músculo llega a un estado de tétanos completo, durante el cual las contracciones musculares individuales no se pueden distinguir unas de otras. El tétanos se produce porque el músculo esquelético tiene un período refractario absoluto relativamente corto (un periodo durante el cual los potenciales de acción no se pueden generar sea cual sea la intensidad del estímulo).

A diferencia del músculo esquelético, el músculo cardíaco tiene periodos refractarios relativamente largos, lo que impide la sumación. De hecho, el músculo cardíaco es incapaz de reaccionar a ningún estímulo que llegue antes de la primera mitad de la fase 3 y no responde a un estímulo normal antes de la fase 4. El periodo de tiempo entre el inicio del potencial de acción cardíaco y la mitad de la fase 3 es el período refractario absoluto. El período de tiempo entre el periodo refractario absoluto y la fase 4 es el período refractario relativo. El periodo refractario total del músculo cardíaco es de 200-250 milisegundos, casi tan largo como la contracción del músculo cardíaco.

En esta actividad se utilizará estimulación externa para comprender mejor el periodo refractario del músculo cardíaco.

Se empleará un corazón de rana, que es anatómicamente similar al corazón humano. El corazón de rana tiene dos aurículas y un único ventrículo, no dividido completamente (Figura 7).

Equipo utilizado: En la pantalla aparecerá lo siguiente (Figura 8): un monitor del osciloscopio, que muestra la actividad contráctil del corazón de rana; un estimulador eléctrico, que se utiliza para aplicar una descarga eléctrica al

corazón de rana; un soporte de electrodos, para colocar los electrodos en el lugar de estimulación; un electrodo para la estimulación del nervio vago; un aparato para sostener el corazón aislado de rana, que incluye solución de Ringer a 23 °C; un corazón de rana.

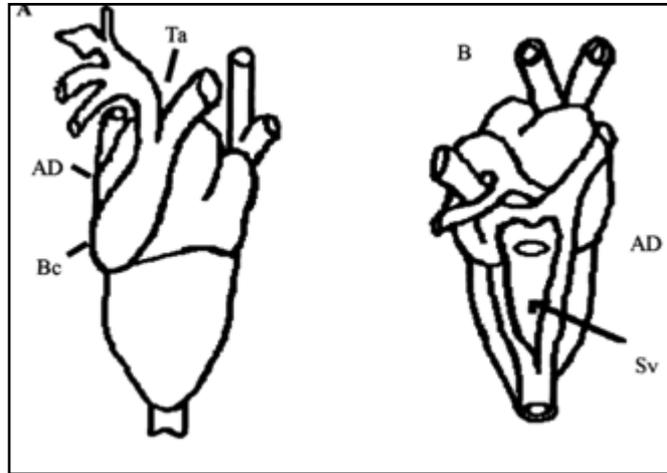


Figura 7. Esquema del corazón de rana. A- Cara anterior, B- Cara posterior, AD=Aurícula Derecha, Bc= Bulbo Cardíaco, Ta= Tronco arterial, Sv= Seno Venoso.

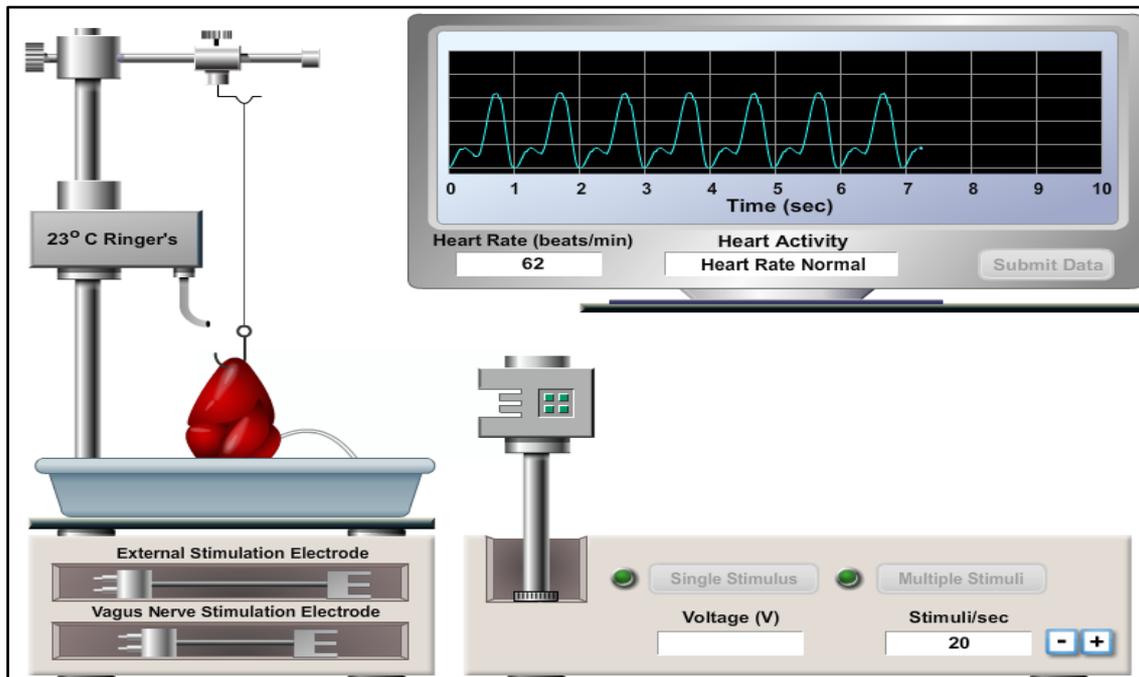


Figura 8. Pantalla del simulador

Instrucciones

1. Observar en el osciloscopio la actividad contráctil del corazón de rana. En el espacio en la parte izquierda de la pantalla, introducir el valor del número de contracciones ventriculares por minuto (*beats per minute*,

bpm).

Este valor aparece en el indicador de frecuencia cardíaca del osciloscopio (*Heart rate*). Registrar el valor:.....latidos/min.



Para continuar, responder la siguiente pregunta:

¿Cuál de las siguientes afirmaciones sobre la actividad contráctil es verdadera?

- Las ondas más pequeñas representan la contracción de las aurículas.
- Las ondas más largas representan la contracción de las aurículas.
- Las ondas más pequeñas representan la contracción de los ventrículos.
- No hay relación entre el tamaño de las ondas y la contracción de las cámaras cardíacas estimuladas.

2. Arrastrar el electrodo de estimulación externo hasta el soporte del electrodo situado a la derecha del corazón de rana. El electrodo tocará el tejido muscular del ventrículo.



Para continuar, responder la siguiente pregunta:

Al aumentar la frecuencia de estimulación ¿Qué pasará con la amplitud de la onda de la sístole ventricular?

- La amplitud aumenta.
- La amplitud disminuye.
- La amplitud no cambia.

3. Aplicar una serie rápida de descargas individuales pulsando en Estimulación simple (*Single Stimulus*). Se pueden necesitar varios intentos hasta adquirir la técnica correcta. Se deberá ver un “doblete”, o doble pico, que contiene una extrasístole o contracción extra del ventrículo. Después de una pausa compensatoria, el corazón vuelve a latir normalmente. Al observar un “doblete”, registrar el resultado.



Para continuar, responder las siguientes preguntas:

- a) ¿Durante que fase de la contracción muscular cardíaca es posible inducir una extrasístole?:
 - Durante el comienzo de la contracción.
 - En la mitad de la contracción.
 - Durante la meseta.
 - Durante la relajación.

- b) Si se aplica múltiples estímulos (20 estímulos por segundo) al corazón, ¿qué piensas que sucederá?
 - Sumación de ondas.
 - Tétanos.
 - Sumación de ondas y tétanos.
 - Ni sumación de ondas ni tétanos.

4. Pulsar en Estimulación múltiple (*Multiple Stimuli*) para estimular el corazón a una frecuencia de 20 estímulos/seg. En este momento, el botón indicador de estimulación múltiple cambiará a Detener estimulación (*Stop Stimuli*). Observar los efectos de la estimulación sobre la actividad contráctil y, tras unos segundos, pulsar en Detener estimulación (*Stop Stimuli*) para detener la estimulación.

Consignas de la actividad:

1. Describir las diferencias anatómicas entre el corazón de rana y el corazón humano.
2. ¿Qué se corresponde con una extrasístole? ¿Cómo se induciría una extrasístole en el registro de un ECG?
3. Si se aumenta la frecuencia de la estimulación, ¿que pasará con la amplitud (altura) de la sístole ventricular?

Actividad 2: Efecto de la estimulación del nervio vago.

El sistema nervioso autónomo tiene dos ramas: el sistema nervioso simpático y el sistema nervioso parasimpático.

Tanto el sistema nervioso simpático como el parasimpático envían impulsos nerviosos al corazón. La estimulación del sistema nervioso simpático aumenta la frecuencia y la fuerza de contracción del corazón. La estimulación del sistema nervioso parasimpático disminuye la frecuencia cardíaca sin cambiar directamente la fuerza de contracción. El nervio vago (X par craneal) lleva señales parasimpáticas al corazón. Si la estimulación del nervio vago (estimulación vagal) es excesiva, el corazón dejará de latir. Después de un corto período de tiempo, los ventrículos comenzarán a latir de nuevo. La

reanudación de los latidos del corazón se conoce como escape vagal y puede ser el resultado de la actividad refleja simpática, o el inicio de un nuevo ritmo mediado por las fibras de Purkinje.

El nódulo senoauricular (nódulo SA) es un conjunto de células cardíacas autorrítmicas que se encuentran en la pared de la aurícula derecha en el corazón humano. El nódulo SA tiene la mayor frecuencia de descarga espontánea y por esa razón, determina la frecuencia cardíaca y, por tanto, se le conoce como el “marcapasos” del corazón. En ausencia de actividad simpática y parasimpática, y sin control hormonal, el nódulo senoauricular genera 100 potenciales de acción por minuto.

Equipo utilizado: el mismo equipo que el experimento anterior con un filamento fino de color blanco, a la derecha (que simula al nervio vago).

Instrucciones

1. Observar en el osciloscopio la actividad contráctil del corazón de rana. En el espacio en la parte izquierda de la pantalla, introducir el número de contracciones ventriculares por minuto (bpm); este valor aparece en el indicador de frecuencia cardíaca del osciloscopio [*Heart Rate (bpm)*]. Registrar el valor observado.....latidos / min.

2. Arrastrar el electrodo estimulador del nervio vago (*Vagus Nerve Stimulation Electrode*) hasta el soporte del electrodo situado a la derecha del corazón. Observar que cuando el electrodo se coloca en su soporte, el nervio vago se monta sobre él. Los estímulos llegarán indirectamente al corazón a través del nervio vago.



Para continuar, responder la siguiente pregunta:

El nervio vago conduce:

- Señales que disminuyen la frecuencia cardíaca.
- Señales que disminuyen la frecuencia cardíaca y la fuerza de la contracción cardíaca.
- Señales que disminuyen e incrementan la frecuencia cardíaca.
- Señales que incrementan la frecuencia cardíaca e incrementan la fuerza de la contracción cardíaca.

3. Introducir el número de contracciones ventriculares por minuto (bpm), en el espacio en la parte izquierda de la pantalla; este valor aparece en el indicador de frecuencia cardíaca del osciloscopio [*Heart rate (bpm)*]. Registrar la respuesta.....latidos / min.



Responder la siguiente pregunta

¿Qué crees que sucederá si aplicas estimulación múltiple al corazón indirectamente a través del nervio vago?

- La frecuencia cardíaca se incrementa.
- La frecuencia cardíaca disminuye.
- La frecuencia cardíaca disminuye y el corazón deja de latir por un corto período

4. Pulsar en Estimulación múltiple (*Multiple Stimuli*) para aplicar repetidas descargas eléctricas al nervio vago, con una frecuencia de 50 estímulos/seg. Al pulsar el botón indicador de estimulación múltiple cambiará a Detener estimulación (*Stop Stimuli*). Observar los efectos de la estimulación en la actividad contráctil y, después de esperar por lo menos 20 segundos (el registro efectuará dos barridos completos en el osciloscopio), pulsar en Detener estimulación (*Stop Stimuli*) para detener la estimulación.



Para continuar, responder la siguiente pregunta:

La respuesta que resume el latido del corazón después de la estimulación del nervio vago se la conoce como:

- Síncope vagal.
- Escape vagal.
- Escape sinoatrial.
- Fibrilación.

Consignas de la actividad:

1. Describir el efecto de la estimulación del nervio vago sobre el ritmo cardíaco.
2. ¿Cómo afectará el sistema nervioso simpático al ritmo y fuerza de la contracción cardíaca?
3. Describir el mecanismo de escape vagal.
4. ¿Qué le ocurriría al ritmo cardíaco si se cortase el nervio vago?

Actividad 3: Efecto de la temperatura sobre el ritmo cardíaco.

Los seres humanos son homeotermos, lo que significa que su cuerpo mantiene una temperatura interna entre 35,8 °C y 38,2 °C, a pesar de la variación de la temperatura exterior.

Cuando la temperatura exterior es elevada, el hipotálamo pone en marcha

mecanismos de pérdida de calor, como sudoración y vasodilatación periférica para mantener la temperatura interna.

A temperaturas extremas, el cuerpo podría ser incapaz de mantener la homeostasis y se alcanzaría hipertermia (temperatura corporal alta) o hipotermia (temperatura corporal baja).

La rana es un animal poiquilotermo. Su temperatura interna cambia de acuerdo con la temperatura del ambiente exterior, ya que carece de mecanismos internos de regulación homeostática.

En esta actividad se explora el efecto de la temperatura sobre el ritmo cardiaco, utilizando solución Ringer a diferentes temperaturas. La solución Ringer es una solución fisiológica que contiene electrolitos esenciales (cloruro, sodio, potasio, calcio y magnesio) y que se emplea para mantener viable un corazón aislado.

Equipo utilizado: el mismo equipo que el experimento anterior, un aparato para sostener el corazón aislado de rana que incluye soluciones Ringer a distintas temperaturas (Figura 9).

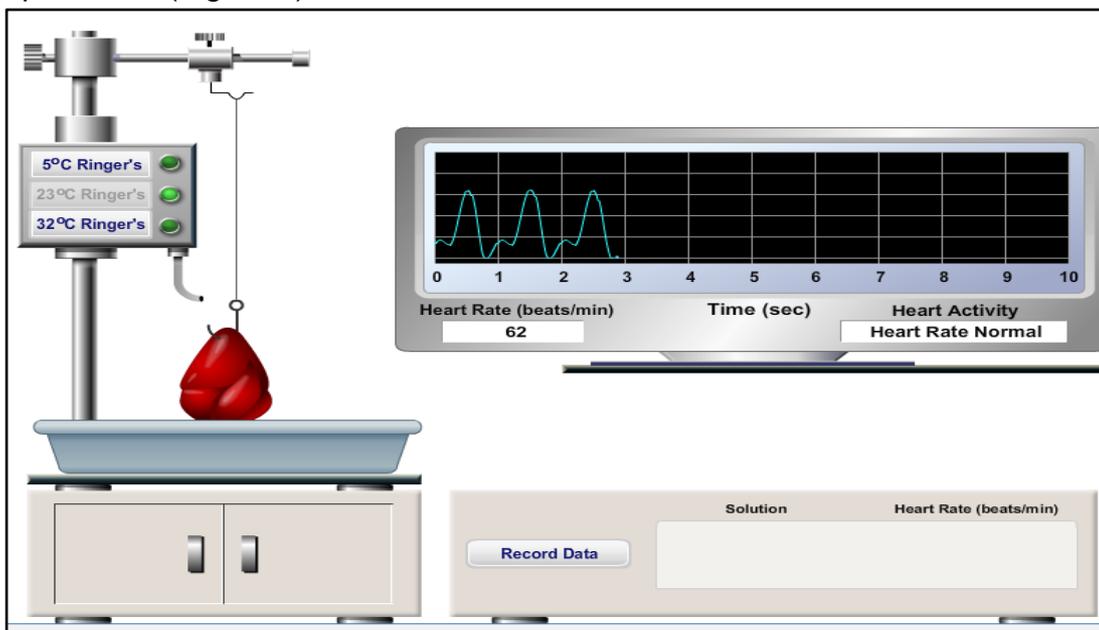


Figura 9. Pantalla del simulador

Instrucciones

1. Observar la actividad contráctil del corazón de rana en el osciloscopio. Pulsar en Guardar datos (*Record Data*) para que el número de contracciones ventriculares por minuto correspondiente a la solución Ringer de 23 °C, que aparece en el indicador de frecuencia cardíaca [*Heart Rate (bpm)*], aparezca en la pantalla.



Para continuar, responder la siguiente pregunta.

¿Qué efecto tendrá la disminución de la temperatura de la solución Ringer sobre la frecuencia cardíaca del corazón de la rana?

- No cambiará la frecuencia cardíaca.
- La frecuencia cardíaca disminuirá.
- La frecuencia cardíaca aumentará.

2. Pulsar en 5°C Ringer para observar los efectos de la reducción de la temperatura.

3. Cuando en el indicador de la parte inferior derecha del osciloscopio aparezca Ritmo cardíaco estable (*Heart Rate Stable*), anotar los resultados en la Tabla 10.

Tabla 10.

Efecto de la temperatura sobre el ritmo cardíaco	
Solución	Frecuencia cardíaca (latidos/min)

4. Pulsar en 23°C Ringer para bañar el corazón y recuperar la temperatura ambiente. Cuando en el indicador se lea Ritmo cardíaco normal (*Heart Rate Normal*), se puede continuar.



Para continuar, responder la siguiente pregunta.

¿Qué efecto tendrá el aumento de la temperatura de la solución Ringer sobre el ritmo cardíaco de la rana?

- No cambiará la frecuencia cardíaca.
- La frecuencia cardíaca disminuirá.
- La frecuencia cardíaca aumentará.

5. Pulsar en 32°C Ringer para observar los efectos del aumento de la temperatura.

6. Cuando en el indicador situado en la parte inferior derecha del osciloscopio aparezca Ritmo cardíaco estable (*Heart Rate Stable*), anotar los resultados en la Tabla 10.



Para continuar, responder la siguiente pregunta.

¿Qué efecto crees que tendría una fiebre de 40 °C en la frecuencia cardíaca?

- Sin cambios en la frecuencia cardíaca.
- Disminución en la frecuencia cardíaca.
- Aumento de la frecuencia cardíaca.

Consignas de la actividad:

1. Explicar la importancia de la solución Ringer (electrolitos esenciales en solución salina fisiológica) en el mantenimiento de la autorritmicidad del corazón.
2. Explicar el efecto que tendría la fiebre sobre la frecuencia cardíaca. Razona tu respuesta.

Actividad 4: Efectos de sustancias modificadoras del ritmo cardíaco.

Aunque el corazón no necesita estímulos externos para latir, puede verse afectado por controles extrínsecos, sobre todo por el sistema nervioso autónomo.

Las terminaciones nerviosas simpáticas liberan noradrenalina (o norepinefrina) y adrenalina (o epinefrina) en las sinapsis cardíacas.

La noradrenalina y la adrenalina se unen a receptores β_1 adrenérgicos, situados en la membrana de las células del nódulo senoauricular (SA) (marcapasos) y aumentan la frecuencia de los potenciales de acción.

Las fibras parasimpáticas liberan acetilcolina en las sinapsis cardíacas. La acetilcolina disminuye la frecuencia de los potenciales de acción, al unirse a los receptores colinérgicos muscarínicos de la membrana plasmática de las células del nódulo SA (marcapasos).

Los modificadores químicos que inhiben, imitan o aumentan la acción de la acetilcolina en el organismo se denominan colinérgicos. Los modificadores químicos que inhiben, imitan o potencian la acción de la adrenalina son adrenérgicos.

Si el modificador actúa de la misma manera que el neurotransmisor (acetilcolina o noradrenalina), es un agonista. Si el modificador actúa en oposición a los neurotransmisores, es un antagonista.

Equipo utilizado: El mismo equipo del experimento anterior, un aparato para sostener el corazón aislado de rana –que incluye solución de Ringer a 23°C; y distintas soluciones modificadoras del ritmo cardíaco; un corazón de rana (Figura 10).

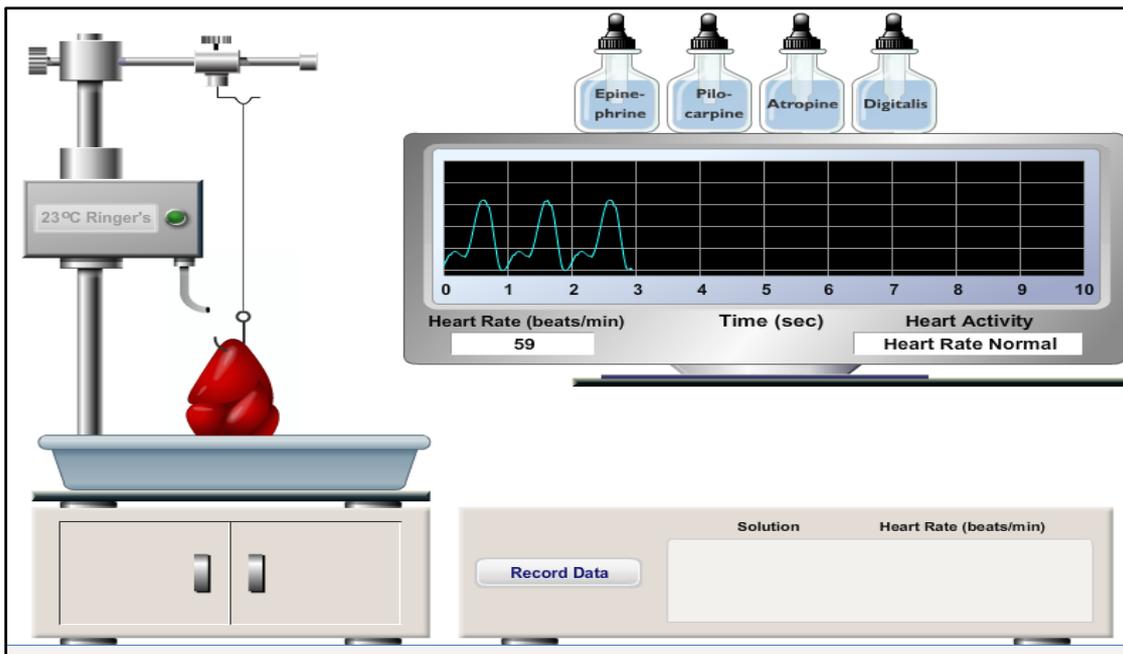


Figura 10. Pantalla del simulador

Instrucciones

1. Observar la actividad contráctil del corazón de rana en el osciloscopio. Pulsar en Guardar datos (*Record Data*) y el número de contracciones ventriculares por minuto que aparece en el indicador de frecuencia cardíaca [*Heart Rate, (bpm)*] se mostrará en la pantalla. Anotar los resultados en la Tabla 11
2. Arrastrar el tapón cuentagotas del frasco de adrenalina hasta el corazón de rana, para liberar adrenalina sobre él.
3. Observar a la vez, la actividad contráctil del corazón en el osciloscopio y el indicador de frecuencia cardíaca. Cuando en el indicador situado en la parte inferior derecha del osciloscopio aparezca Ritmo cardíaco estable (*Heart Rate Stable*) pulsar en Guardar datos (*Record Data*) para mostrar los resultados en la pantalla. Anotar los resultados en la Tabla 11.



Para continuar, responder la siguiente pregunta:

¿Cuál de las siguientes afirmaciones verdadera sobre la epinefrina (o adrenalina)?

- Desciende la frecuencia cardíaca imitando el sistema nervioso parasimpático.
- Desciende la frecuencia cardíaca imitando el sistema nervioso simpático.
- Incrementa la frecuencia cardíaca imitando el sistema nervioso simpático.
- Incrementa la frecuencia cardíaca imitando el sistema nervioso parasimpático.

4. Pulsar en 23°C Ringer (temperatura ambiente) para lavar el corazón y eliminar restos de adrenalina. Cuando en el indicador de actividad cardíaca se lea Ritmo cardíaco normal (*Heart Rate Normal*), se podrá continuar.



Para continuar, responder la siguiente pregunta:
La pilocarpina es una droga colinérgica, un agonista de la acetilcolina. ¿Cuál será el efecto que la pilocarpina tendrá sobre el corazón?:

- La pilocarpina aumentará la frecuencia cardíaca.
- La pilocarpina disminuirá la frecuencia cardíaca.
- La pilocarpina no tendrá ningún efecto sobre la frecuencia cardíaca.

5. Arrastrar el tapón cuentagotas del frasco de pilocarpina hasta el corazón de rana, para liberar pilocarpina sobre él.

Tabla 11.

Efectos de modificadores químicos sobre el ritmo cardíaco	
Solución	Ritmo cardíaco (latidos/min)

6. Observar a la vez, la actividad contráctil del corazón en el osciloscopio y el indicador de frecuencia cardíaca. Cuando en el indicador situado en la parte inferior derecha del osciloscopio aparezca Ritmo cardíaco estable (*Heart Rate Stable*) pulsar en Guardar datos (*Record Data*). Anotar los resultados en la Tabla 11.

7. Pulsar en 23°C Ringer (temperatura ambiente) para lavar el corazón y eliminar restos de pilocarpina. Cuando en el indicador de actividad cardíaca se lea Ritmo cardíaco normal (*Heart Rate Normal*), se podrá continuar.



Para continuar, responder la siguiente pregunta:
La atropina es otra droga colinérgica, un antagonista de la acetilcolina. ¿Cuál será efecto que la atropina sobre el corazón?:

- La atropina aumentará la frecuencia cardíaca.
- La atropina disminuirá la frecuencia cardíaca.
- La atropina no tendrá ningún efecto sobre la frecuencia cardíaca.

8. Arrastrar el tapón cuentagotas del frasco de atropina hasta el corazón de rana, para liberar atropina sobre él.
9. Observar a la vez, la actividad contráctil del corazón en el osciloscopio y el indicador de frecuencia cardíaca. Cuando en el indicador situado en la parte inferior derecha del osciloscopio aparezca Ritmo cardíaco estable (*Heart Rate Stable*) pulsar en Guardar datos (*Record Data*). Anotar los resultados en la Tabla 11.



Para continuar, responder la siguiente pregunta:

Los digitálicos, también conocidos como digoxina y digitoxina, son derivados de la planta *Digitalis purpúrea*. Las personas con insuficiencia cardíaca necesitan permitir un tiempo máximo para el retorno venoso y un aumento en el volumen sistólico y, por lo tanto, el uso de digitálicos los beneficia en:

- Descenso de la fuerza de la contracción e incremento de la frecuencia cardíaca.
- Descenso de la fuerza de la contracción y descenso de la frecuencia cardíaca.
- Incremento de la fuerza de la contracción y descenso de la frecuencia cardíaca.
- Incremento de la fuerza de la contracción e incremento de la frecuencia cardíaca.

10. Pulsar en 23°C Ringer (temperatura ambiente) para lavar el corazón y eliminar restos de atropina. Cuando en el indicador de actividad cardíaca se lea Ritmo cardíaco normal (*Heart Rate Normal*), se podrá continuar.
11. Arrastrar el tapón cuentagotas del frasco de digitálicos hasta el corazón de rana para liberar digital sobre él.
12. Observar a la vez, la actividad contráctil del corazón en el osciloscopio y el indicador de frecuencia cardíaca. Cuando en el indicador situado en la parte inferior derecha del osciloscopio aparezca Ritmo cardíaco estable (*Heart Rate Stable*) pulsar en Guardar datos (*Record Data*) y anotar los resultados en la Tabla 11.

Consignas de la actividad:

1. Definir agonista y antagonista. Distinguir claramente los dos términos y citar ejemplos utilizados en esta actividad.
2. Describir el efecto de la adrenalina sobre la frecuencia y la fuerza de contracción cardíaca.

Actividad 5: Efecto de diferentes iones sobre la frecuencia cardíaca.

En las células del músculo cardíaco, los potenciales de acción son causados por cambios en la permeabilidad a los iones potasio, sodio y calcio, debido a la

apertura y cierre de los canales iónicos.

La membrana de la célula en reposo favorece más el movimiento de potasio que el de sodio o calcio. Por tanto, el potencial de reposo de la membrana de las células cardíacas se determina principalmente por la relación de las concentraciones extracelulares e intracelulares de potasio. En la Tabla 12 se muestra un resumen de las fases del potencial de acción cardíaco y el movimiento de iones en cada fase.

En el tratamiento de la hipertensión arterial y de anomalías en el ritmo cardíaco, se emplean bloqueadores de canales de calcio, que bloquean el movimiento de calcio a través de sus canales en todas las fases del potencial de acción cardíaco. En consecuencia, cuanto menor es la entrada de calcio, tanto menor es la velocidad de despolarización y la fuerza de la contracción.

Los modificadores que afectan al ritmo cardíaco se denominan cronotrópicos, y los modificadores que afectan a la fuerza de contracción se denominan inotrópicos. Los que reducen la frecuencia cardíaca son cronotrópicos negativos, y los que aumentan la frecuencia cardíaca son cronotrópicos positivos. Los mismos adjetivos describen a los modificadores inotrópicos. Es decir, los fármacos inotrópicos negativos disminuyen la fuerza de contracción del corazón y los inotrópicos positivos aumentan la fuerza de contracción del corazón.

Tabla 12.

Fase del potencial de acción cardíaco	Movimiento iónico
Fase 0 (despolarización rápida)	Entra sodio
Fase 1 (pequeña repolarización)	La entrada de sodio disminuye
Fase 2 (meseta)	La salida de potasio disminuye Entra calcio
Fase 3 (repolarización)	Sale potasio La entrada de calcio disminuye
Fase 4 (potencial de reposo)	Sale potasio Escasa entrada de sodio o calcio

Equipo utilizado: el mismo equipo utilizado en el experimento anterior, un aparato para sostener el corazón aislado de rana –que incluye solución Ringer a 23° y soluciones de iones calcio, iones sodio, iones potasio.

Instrucciones

1. Observar en el osciloscopio la actividad contráctil del corazón de rana. Pulsar en Guardar datos (*Record Data*) y el número de contracciones ventriculares por minuto que aparece en el indicador de frecuencia cardíaca [*Heart Rate (bpm)*] se mostrará en la pantalla.



Para continuar, responder la siguiente pregunta:

Dado que los bloqueadores de canales de calcio son cronotrópicos negativos e inotrópicos negativos, ¿qué efecto tendrá el aumento de la concentración de calcio sobre el ritmo cardíaco?:

- Cronotrópico positivo, inotrópico positivo.
- Cronotrópico negativo, inotrópico negativo.
- Cronotrópico negativo, inotrópico positivo.
- Cronotrópico positivo, inotrópico negativo.

2. Arrastrar el tapón cuentagotas del frasco de calcio hasta el corazón de rana, para liberar calcio sobre él. Observar el cambio en la frecuencia cardíaca después de aplicar la solución de calcio.

3. Cuando en el indicador situado en la parte inferior derecha del osciloscopio aparezca Ritmo cardíaco estable (*Heart Rate Stable*). Anotar los resultados en la Tabla 13.

Tabla 13.

Efectos de diferentes iones sobre el ritmo cardíaco	
Solución	Frecuencia cardíaca (latidos/min)

4. Pulsar en 23°C Ringer (temperatura ambiente) para lavar el corazón y eliminar restos de calcio. Cuando en el indicador de actividad cardíaca se lea Ritmo cardíaco normal (*Heart Rate Normal*), se podrá continuar.



Para continuar, responder la siguiente pregunta:

En la célula muscular cardíaca, ¿Dónde se encuentra normalmente la mayor concentración de sodio?:

- Fuera de la célula.
- Dentro de la célula.
- Dentro del retículo sarcoplásmico.

5. Arrastrar el tapón cuentagotas del frasco de sodio hasta el corazón de rana, para liberar sodio sobre él. Observar el cambio inmediato y los cambios a lo largo del tiempo en la frecuencia cardíaca después de aplicar la solución de sodio.

6. Después de esperar por lo menos 20 segundos (el registro hará dos barridos completos en el monitor del osciloscopio), pulsar en Guardar datos (*Record Data*) y anotar los resultados en la Tabla 13.
7. Pulsar en 23°C Ringer (temperatura ambiente) para lavar el corazón y eliminar restos de sodio. Cuando en el indicador de actividad cardíaca se lea Ritmo cardíaco normal (*Heart Rate Normal*), se podrá continuar.



Para continuar, responder la siguiente pregunta:

El exceso de potasio en el exterior de la célula cardíaca disminuye el potencial de reposo de la membrana, lo que disminuye la fuerza de contracción. ¿Qué efecto inicial (si existe) crees que tendrá sobre la frecuencia cardíaca?

- Incrementa la frecuencia cardíaca.
- Disminuye la frecuencia cardíaca.
- No afecta la frecuencia cardíaca

8. Arrastrar el tapón cuentagotas del frasco de potasio hasta el corazón de rana, para liberar potasio sobre él. Observar el cambio inmediato y los cambios a lo largo del tiempo en la frecuencia cardíaca después de aplicar la solución de potasio.
9. Después de esperar por lo menos 20 segundos (el registro hará dos barridos completos en el monitor del osciloscopio), pulsar en Guardar datos (*Record Data*) y anotar los resultados en la Tabla 13.

Consignas de la actividad:

1. Definir los efectos cronotrópicos e inotrópicos sobre el corazón.
2. Los bloqueadores de canales de calcio se suelen usar en el tratamiento de la hipertensión arterial. Explicar cómo sus efectos beneficiarían a los que padecen hipertensión arterial.

AUSCULTACIÓN DE RUIDOS CARDÍACOS

Las manifestaciones sonoras de la actividad cardíaca pueden ser reconocidas por la auscultación (percepción de ruidos procedente del cuerpo) de la región precordial a través de estetoscopios o aparatos ultrasónicos.

El estetoscopio en uno de sus extremos posee dos olivas (que se adaptan al oído) sostenidas por dos vástagos rígidos y huecos. Los vástagos están unidos entre sí por una pieza articulada o elástica, que sirve para modificar la posición de las olivas. El extremo receptor consta de una membrana, diafragma (refuerza las respuestas de frecuencias altas) y/o un receptor de campana (recoge sonidos de baja frecuencia). Dicho receptor se aplicará sobre el área cardíaca de proyección del corazón sobre la pared torácica. Ambos extremos están unidos por un juego

de tubo de goma cuya longitud es inversamente proporcional a la nitidez del sonido.

Los aparatos ultrasónicos se basan en el efecto Doppler: las ondas captadas por un receptor situado en el mismo punto que el emisor cambian su frecuencia cuando son reflejadas por una superficie en movimiento. Este cambio puede ser transformado electrónicamente en señales sonoras (auscultador fetal) o luminosas (ecógrafo). El aparato, alimentado con corriente domiciliaria o de batería, posee una salida para cabezal que contiene el emisor-receptor de ondas ultrasónicas. Este debe ser aplicado sobre la piel previamente untada con glicerina o vaselina. Un parlante permite escuchar la traducción de los ultrasonidos. A través de éste efecto se puede “oír” o “ver” los movimientos del corazón fetal. Tiene aplicabilidad a las 11-12 semanas de embarazo (auscultador fetal). La ecografía es útil ya desde la 7ª semana de gestación.

Actividad 6

Se auscultan los ruidos cardíacos con estetoscopio, de acuerdo a las zonas indicadas.

Los focos clásicos (Figura 11) de auscultación para las cuatro válvulas del corazón (que no se hallan precisamente encima de la misma) son:

- área o zona aórtica: a nivel del segundo espacio intercostal derecho.
- área o zona pulmonar: a nivel del segundo espacio intercostal izquierdo.
- área o zona mitral: a nivel de la punta del corazón.
- área o zona tricúspide: a nivel del apéndice xifoide del esternón.

La percepción de los ruidos se efectúa con estetoscopios o aparatos ultrasónicos.

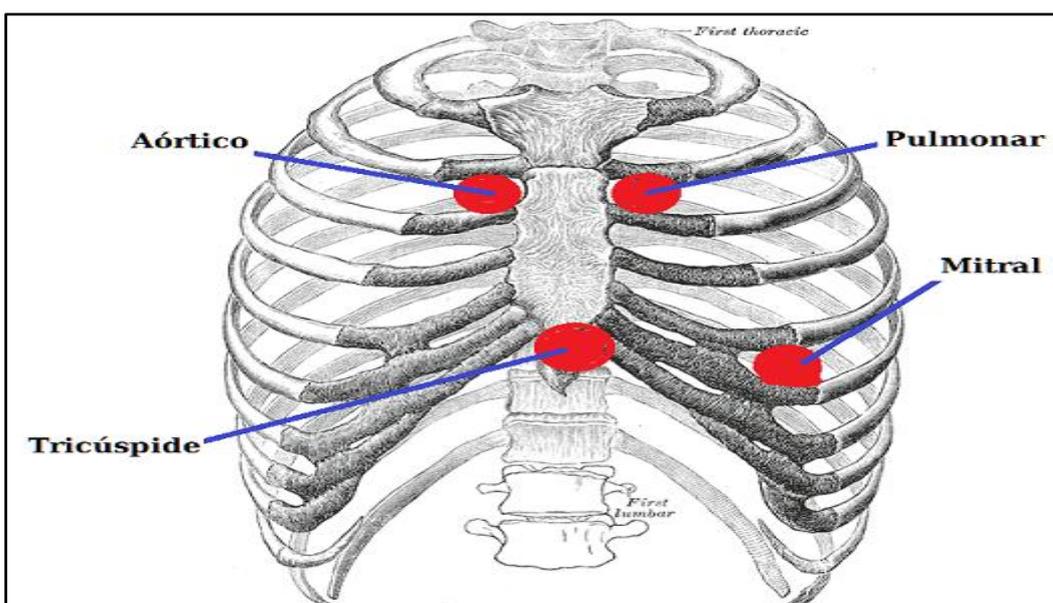


Figura 11. Áreas de auscultación de ruidos cardíacos

RESOLVER

1. El análisis del ECG nos permite:
 - a) Inferir si el ritmo se origina en el nódulo sinusal.
 - b) Evaluar la actividad mecánica del corazón.
 - c) Evaluar la función sistólica ventricular.
 - d) Todas las opciones son correctas.

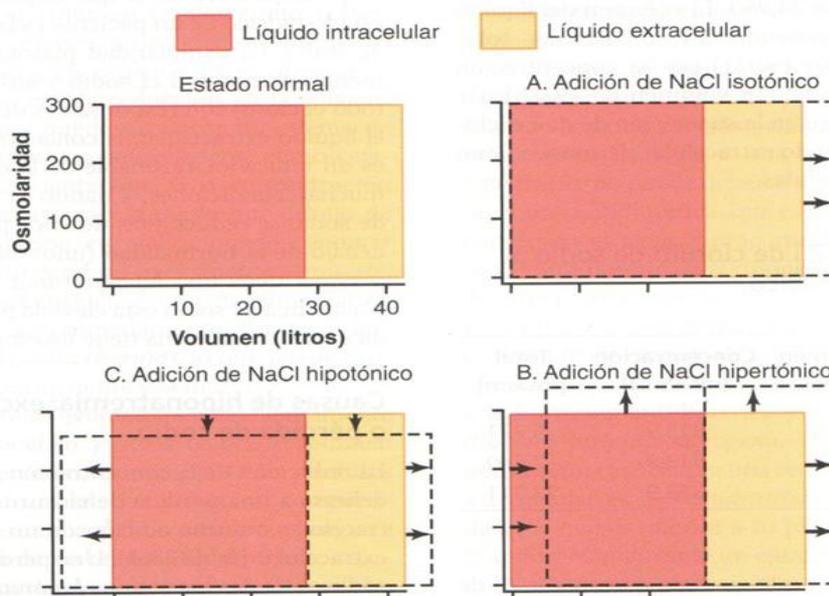
2. En un ciclo cardíaco normal la onda p del ECG:
 - a) Aparece inmediatamente después de la onda “a” de la curva de presión auricular.
 - b) Siempre precede a la onda “a” de la curva de presión auricular.
 - c) No guarda ninguna relación temporal con la onda “a” de la curva de presión auricular.
 - d) Aparece mucho después de la onda “a” de la curva de presión auricular.

3. Si la frecuencia cardíaca es de 85 lat/min, el volumen telediastólico es de 150 ml y el volumen sistólico es de 75 ml, ¿cuál es la fracción de eyección?

4. ¿Qué parte del ciclo cardíaco tiene el volumen ventricular más bajo: la sístole auricular o la relajación ventricular isovolumétrica?

RESOLUCIÓN DE PROBLEMAS FISIOLÓGICOS 1

1) ¿Qué sucede con el volumen y la osmolalidad de los líquidos extracelular e intracelular cuando se le agregan 2 litros de cloruro de sodio 2,9 %?



2) Grafique los potenciales de acción de músculo esquelético y músculo cardíaco e indique las diferentes fases y explique las bases iónicas de cada una. Marque los períodos refractarios absoluto, relativo y efectivo. ¿Cómo se explican?

3) Definir fuente de calcio (Ca) para el proceso exitocontráctil en músculo esquelético. Comparar con músculo cardíaco.

4) Busque los siguientes conceptos:

- ¿Qué es la fatiga muscular?
- ¿Por qué se producen los calambres?
- ¿A qué se debe el estado conocido como "rigor mortis" que ocurre en el músculo algunas horas luego de la muerte?
- ¿A qué se llama tetanización? ¿Por qué se produce? ¿En qué se diferencian el músculo esquelético y el cardíaco en cuanto a la tetanización?

5) Explicar el efecto de los Sistemas Simpático y Parasimpático sobre las propiedades del corazón: cronotrópica e inotrópica.

6) ¿Cuántos ruidos cardíacos se pueden auscultar? Explique la génesis de los mismos y su relación con el ciclo cardíaco.

AUTOEVALUACIÓN

1. Identificar los compartimentos líquidos y sus proporciones.
2. ¿Qué separa a los distintos compartimientos?
3. ¿Cuáles son las variaciones fisiológicas? ¿A qué se deben?
4. Método de dilución. Condiciones de las sustancias.
5. Método de dilución. Sustancias para cada compartimiento. Errores que se cometen.
6. Determinación del volumen sanguíneo con el hematocrito.
7. Definición de ósmosis. ¿De qué depende?
8. Calcule la osmolalidad de una solución 0,85 % de cloruro sódico.
9. Diferencia entre osmolalidad y tonicidad.
10. ¿Los líquidos orgánicos son isosmóticos? ¿A qué se debe la ligera diferencia entre la osmolalidad plasmática y la de los líquidos intersticial e intracelular?.
11. ¿Qué sucede cuando se enfrentan las células sanguíneas a:
 - Solución de cloruro de sodio hipotónica.
 - Solución de cloruro de sodio hipertónica.
 - Solución de glucosa isotónica.
12. ATPasaNa/K. Constituyentes, función. ¿Dónde está localizada?
13. ATPasaNa/K: ¿por qué se denomina electrógena?
14. ¿Cuál es el origen del potencial de membrana en reposo en músculo esquelético?
15. Potencial de acción: definición. Períodos.
16. Potencial de acción. Cambios iónicos.
17. Períodos refractarios: definición. ¿por qué se producen?
18. Unión neuromuscular. Constituyentes.
19. Unión neuromuscular: ¿dónde se sintetiza la acetilcolina? ¿Cómo se libera? ¿Cómo se inactiva?
20. ¿Qué efecto tienen sobre músculo esquelético:
 - Variaciones en la concentración de potasio.
 - Variaciones en la concentración de calcio.
21. Potencial de membrana en reposo en músculo cardíaco. Diferencia en fibras rápidas y lentas.
22. Potenciales de acción en músculo cardíaco.
23. Diferencias en PMR, duración del potencial de acción, velocidad de conducción y tiempo de la contracción entre nervio, músculo esquelético y músculo cardíaco.
24. ¿Por qué las aurículas se contraen antes que los ventrículos?
25. Nodo sinusal: características. Ubicación. Función Característica de las vías internodales.

26. Nodo auriculoventricular: características. Ubicación. Función.
27. ¿Dónde y por qué se produce retraso en la conducción?
28. Características de las fibras de Purkinje.
29. ¿Cuál es el marcapaso? ¿Existen otros?
30. Efecto del sistema simpático sobre el corazón.
31. Efectos del sistema parasimpático sobre el corazón.
32. ¿Qué efecto tienen sobre músculo cardíaco:
 - Variaciones en la concentración de potasio.
 - Variaciones en la concentración de calcio.
33. Dibujar el ciclo cardíaco con sus diferentes etapas.
34. Explicar qué sucede en las distintas etapas con la presión aórtica, el volumen y presión ventricular.
35. ¿Cuáles son los ruidos cardíacos y a qué se deben?, ¿cuáles son sus componentes? Ubicarlos en el ciclo cardíaco.

TRABAJO PRÁCTICO Nº 4

FISIOLOGÍA CIRCULATORIA

El pulso y la presión arterial son dos parámetros útiles para estimar el estado cardiovascular.

PULSO ARTERIAL

Sensación de expansión experimentada periódicamente al comprimir con el pulpejo de los dedos una arteria superficial contra un plano resistente debido a la llegada al dedo explorador de una onda de presión, determinada por la expulsión de sangre durante la sístole ventricular y propagada a lo largo del árbol arterial.

Actividad 1:

Se palpa la arteria radial (la más utilizada (Figura 12), con el pulpejo de los dedos y se aprecia la onda pulsátil. Determinar la cantidad de pulsaciones por minuto (frecuencia).

Pulso arterial: pulsos por minuto (ppm).



Figura 12. Medición del pulso arterial

PRESIÓN ARTERIAL: MÉTODOS DE MEDICIÓN

La presión arterial puede ser definida como la fuerza ejercida por la sangre sobre las paredes de las arterias.

Como la inserción de una cánula en una arteria no resulta práctica (método

directo), se han creado métodos indirectos para determinar la presión arterial: palpatorio, auscultatorio y oscilatorio. Este último se ha dejado de utilizar por ser muy poco preciso.

El instrumento adoptado para medir indirectamente la presión arterial es el esfigmomanómetro: se funda en equilibrar con presión de aire la presión sanguínea y estimar la primera con una columna de mercurio (esfigmomanómetro de mercurio), o con un manómetro anerode (esfigmomanómetro de tipo anerode), previamente calibrado con mercurio.

A- Método auscultatorio (Korotkow) (Figura 13)

1. El individuo debe estar sentado tranquilamente, con la espalda apoyada y el brazo sostenido en posición horizontal a nivel cardíaco, durante 5 min.
2. Por palpación, localizar la arteria braquial (encima del pliegue del codo).
3. Colocar el manguito (completamente desinflado) en el brazo, observando que su borde inferior se encuentre a 2,5 cm del espacio antecubital y que la cámara que posee este, esté ubicada sobre la cara anterointerna del brazo (arteria braquial).
El manguito debe ajustarse al brazo de manera uniforme, sin apretar.
4. Colocar la membrana del estetoscopio sobre la arteria localizada. Esta no debe estar en contacto con el manguito de compresión ni con el vestido del sujeto.
5. Insuflar aire en el manguito hasta alcanzar una presión de 20 mm Hg por encima de la sistólica, lo que se reconoce por la desaparición del pulso radial.
6. Desinflar el manguito gradualmente (3 mm Hg por seg) abriendo la válvula de la fuente de presión.
7. Registrar la presión (observada en el manómetro) en la que se oyen por primera vez los sonidos (Korotkow fase I) como presión arterial sistólica (PAS).
8. Registrar la desaparición de los ruidos (Korotkow fase V) como presión arterial diastólica (PAD).
9. Desinflar el manguito completamente para aliviar la congestión en el antebrazo y repetir el procedimiento.
10. Si las lecturas varían en más de 5 mm de Hg, efectuar otras determinaciones hasta obtener dos similares.

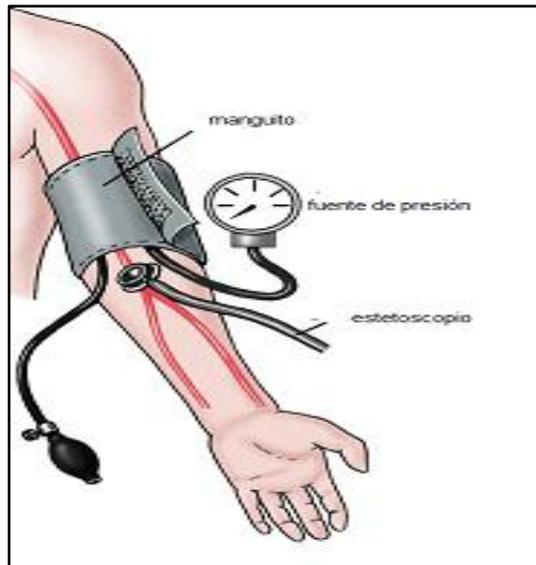


Figura 13. Método de auscultación para medir la presión arterial.

Fuentes de error al tomar la presión arterial

1. Equipo defectuoso.
 - a) Brazal muy pequeño para el tamaño del brazo.
 - b) Manómetro defectuoso.
2. Lectura imprecisa.
 - a) Colocación incorrecta del brazal.
 - b) Uso de valores erróneos: pasar por alto el hueco de auscultación y confusión entre el uso del debilitamiento y la desaparición del sonido como criterio de presión diastólica (usar último criterio).
 - c) Variaciones debidas a arritmias.
 - d) Posición del brazo, que debe situarse a nivel del corazón.
3. Prejuicio del observador que basa su apreciación en lecturas únicas.
4. Cambio de brazo entre una determinación y otra.

B- Método palpatorio (Riva- Rocci)

1. Ídem A-1.
2. Palpar la arteria radial.
3. Ídem A-3.
4. No se utiliza estetoscopio.
5. Insuflar aire en el manguito hasta que la presión en su interior alcance los 170 -180 mm de Hg o, en general, un valor de aproximadamente 20 mm de Hg superior a aquel en el que se observa la desaparición del pulso.
6. Ídem A-6.
7. En el momento en que se percibe la primera pulsación a nivel de la arteria radial, se observa el valor de la presión sistólica o máxima.
8. Este método no es adecuado para determinar la PAD.

9. Ídem A-9.

Este método proporciona valores bajos de PAS (5 a 10 mm de Hg).

Actividad 2:

Medir la presión arterial por los dos métodos descriptos y anotar los valores correspondientes en la Tabla 14.

Tabla 14.

Presión arterial	Por palpación	Por auscultación
Presión arterial sistólica (PAS, mmHg)		
Presión arterial diastólica (PAD, mmHg)		
Presión del pulso (PS, mmHg)		
Presión arterial media (PAM, mmHg)		

Fórmulas:

$$\text{Presión del pulso o diferencial (PS, mmHg)} = \text{PAS} - \text{PAD}$$

$$\text{Presión arterial media (PAM, mmHg)} = \text{PS}/3 + \text{PAD} = (\text{PAS} + 2 \text{PAD})/3 = \text{PAS}/3 + 2/3\text{PAD}$$

Consigna de la actividad:

Describa las siguientes situaciones durante la determinación de la presión arterial por el método auscultatorio:

- 1) ¿Qué sucede cuando el manguito está completamente inflado?
- 2) ¿Qué pasa cuando la presión del manguito está entre 80 y 120 mm Hg?
- 3) Describa la situación cuando el manguito tiene una presión menor a los 80 mm Hg.

VARIACIONES FISIOLÓGICAS DE LA PRESIÓN ARTERIAL

Actividad 3: Efectos de la postura.

Procediendo de la manera previamente descrita (método auscultatorio), determinar la presión arterial en uno de los compañeros situado en dos posiciones distintas: en decúbito supino y de pie. Determinar la frecuencia del pulso y registrar en la Tabla 15.

Tabla 15.

Presión arterial	Decúbito supino	De pie
PAS (mm Hg)		
PAD (mm Hg)		
Presión diferencial (mm Hg)		
Frecuencia del pulso (ppm)		

Actividad 4: Efectos de la actividad física

Medir la presión arterial en un compañero que permanece en reposo y en posición de decúbito supino. Repetir la determinación después de que el sujeto ha realizado unos veinte ejercicios de flexión del tronco sobre el abdomen. Determinar la frecuencia del pulso. Anotar los valores obtenidos en la Tabla 16.

Tabla 16.

Presión arterial	En reposo	Después del ejercicio
PAS (mm Hg)		
PAD (mm Hg)		
Presión diferencial (mm Hg)		
Frecuencia del pulso (ppm)		

Consignas de la actividad:

1. Construir una curva de presión con los valores obtenidos de PAS y PAD promedio medidos por el método auscultatorio.
2. Determinar la frecuencia cardíaca para cuantificar el tiempo de duración de un latido cardíaco.
3. Graficar PA (mm de Hg) en función del tiempo (seg) con los datos obtenidos.
4. Dibujar una gráfica del ciclo cardíaco con sus fases.

RESOLVER

1. ¿Cuál es el principal determinante de la PAD?
 - a) El volumen sistólico.
 - b) La presión aortica.
 - c) La resistencia periférica.
 - d) Todas son correctas.

2. Cuando una persona cambia rápidamente de una posición de decúbito supino a la de bipedestación ¿cuál de los siguientes valores disminuye?:
- Retorno venoso.
 - Gasto cardíaco.
 - Presión arterial.
 - Todas son correctas.
3. Durante el ejercicio, ¿cuál de los siguientes factores disminuye?:
- Frecuencia cardíaca.
 - Retorno venoso.
 - Volumen sistólico.
 - Diámetro de las arteriolas esplácnicas.
 - Resistencia periférica total.
4. El vaso sanguíneo "A" tiene un área de sección transversal de 1 cm^2 y el vaso sanguíneo "B", de 10 cm^2 . Si el flujo sanguíneo a través de estos dos vasos es el mismo, ¿en qué vaso es mayor la velocidad del flujo sanguíneo?
5. Se disponen en paralelo tres resistencias, cada una con un valor de 10 PRU. ¿Si se coloca una cuarta resistencia en paralelo con un valor de 10 PRU, la resistencia periférica total, aumenta o disminuye?
6. Si un corazón late a 76 lat/min, el volumen sistólico expulsado en cada latido es de 33 ml y la resistencia periférica total de 1,38 PRU ¿cuál es el valor de la presión arterial?

TRABAJO PRÁCTICO Nº 5

FISIOLOGÍA RENAL- I

FILTRACIÓN GLOMERULAR

El metabolismo celular produce una mezcla compleja de productos de desecho que deben ser eliminados del organismo. La excreción de estos desechos es una de las funciones realizadas por los riñones. Cada riñón contiene aproximadamente un millón de nefronas, que llevan a cabo tres procesos fundamentales: (1) la filtración glomerular, (2) la reabsorción tubular y (3) la secreción tubular.

La velocidad de filtración glomerular (VFG) es un índice de la función renal y puede ser alterada modificando la resistencia de las arteriola aferente y eferente. Los conceptos que se aprendan estudiando una nefrona aislada pueden aplicarse para comprender la función del riñón en su conjunto, usando el simulador *PhysioEx 9.0* "Simulaciones de laboratorio de Fisiología".

Actividad 1: Efecto del radio de la arteriola sobre la filtración glomerular.

Durante la filtración glomerular, la sangre entra en el glomérulo desde la arteriola aferente y el plasma libre de proteínas fluye desde la sangre, a través de las paredes de los capilares glomerulares y al interior de la cápsula de Bowman. En esta actividad se explora el efecto del radio de la arteriola sobre la presión capilar glomerular (PCG) y la filtración en una nefrona.

Equipo utilizado: En la pantalla aparecerá lo siguiente: un recipiente suministrador de sangre (primer recipiente a la izquierda de la pantalla) -que simula el flujo sanguíneo y la presión (mm Hg) de la circulación general hacia la nefrona; un recipiente de drenaje de la sangre (segundo recipiente en el lado izquierdo de la pantalla) -que representa la vena renal; un tubo de flujo con radio ajustable -que simula la arteriola aferente y conecta el suministro de sangre a los capilares glomerulares; un segundo tubo de flujo con radio ajustable -que simula la arteriola eferente y vacía los capilares glomerulares en los capilares peritubulares que, en última instancia, desembocan en la vena renal (recipiente de drenaje); una nefrona simulada (el filtrado se forma en la cápsula de Bowman, fluye a través del túbulo renal -los componentes tubulares- y se vacía en un conducto colector, el cual, a su vez, descarga en la vejiga urinaria); un depósito de la nefrona; un glomérulo - "ovillo" de capilares que forma parte de la membrana de filtración; una cápsula glomerular (de Bowman) -que forma parte de la membrana de filtración y de un espacio cápsular donde se forma inicialmente el filtrado; un túbulo contorneado proximal; asa de Henle; un túbulo

contorneado distal; un conducto colector; un recipiente de drenaje para el filtrado (recipiente en el lado derecho de la pantalla) -que simula la vejiga urinaria (Figura 14).

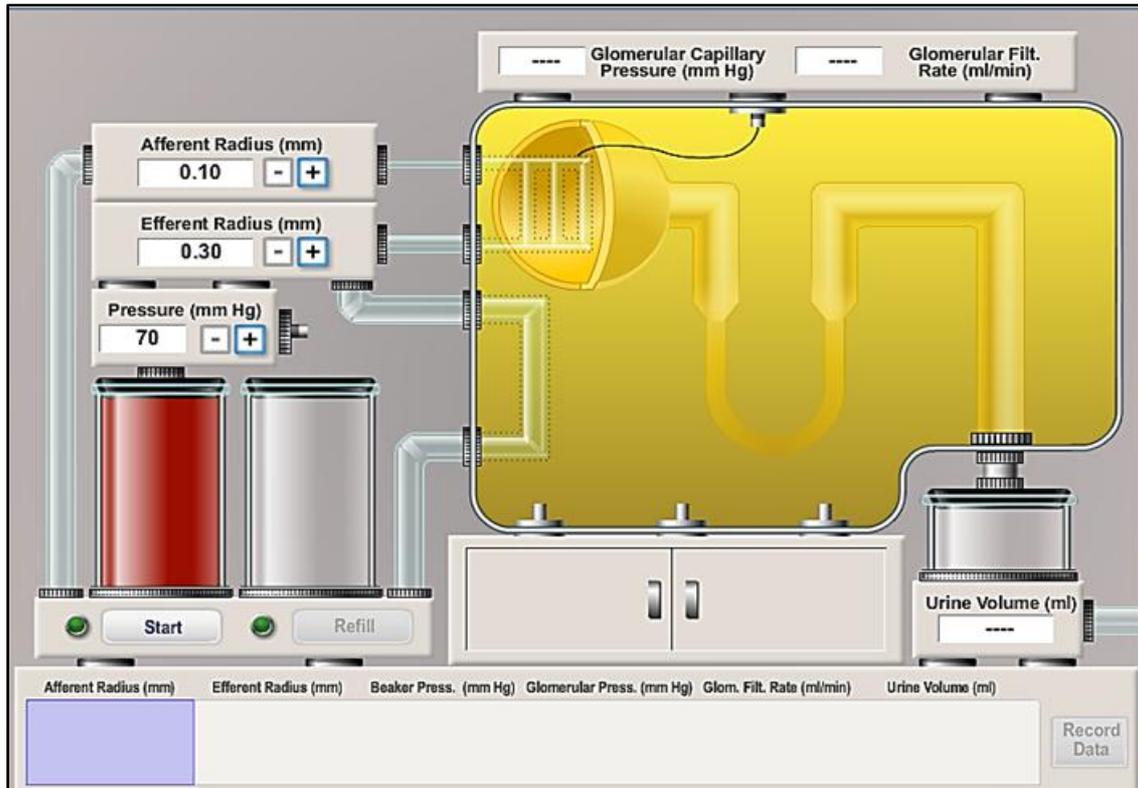


Figura 14: Pantalla del simulador

Instrucciones:

1. Pulsar en Iniciar (*Start*) para que comience la filtración glomerular. A medida que la sangre fluye desde el recipiente suministrador a través del corpúsculo renal, el filtrado se mueve por el túbulo renal, luego pasa por el conducto colector y finalmente llega a la vejiga urinaria.
2. El indicador de la presión capilar glomerular muestra la presión hidrostática de la sangre en los capilares glomerulares, que promueve la filtración, y el indicador de velocidad de filtración muestra el flujo del líquido que se mueve desde la luz de los capilares glomerulares hacia la luz de la cápsula de Bowman. Pulsar en Guardar datos (*Record Data*) y anotar los resultados en la Tabla 17.
3. Pulsar en Rellenar (*Refill*) para llenar de nuevo el recipiente suministrador y preparar la nefrona para el próximo experimento.

Tabla 17.

Efecto del radio de la arteriola sobre la filtración glomerular			
Radio de la arteriola aferente(mm)	Radio de la arteriola eferente (mm)	Presión capilar glomerular (mmHg)	Velocidad de filtración glomerular (ml/min)



Para continuar, responder la siguiente pregunta:

¿Qué sucederá con la presión capilar glomerular y la velocidad de filtración si aumenta el radio de la arteriola aferente?:

- a. Ambas disminuirán.
- b. Ambas aumentarán.
- c. La presión aumentará y la velocidad de filtración disminuirá.
- d. La presión disminuirá y la velocidad de filtración aumentará.

4. Aumentar el radio de la arteriola aferente a 0,45 mm, pulsando el boton (+) situado junto al indicador de radio aferente. Pulsa en Iniciar (*Start*) para que comience la filtración glomerular.

5. Observar los indicadores de presión capilar glomerular y velocidad de filtración glomerular y pulsar en Guardar datos (*Record Data*) para mostrar tus resultados en la pantalla. Anotar los resultados en la Tabla 17.

6. Pulsar en Rellenar (*Refill*) para llenar de nuevo el recipiente suministrador y preparar la nefrona para el próximo experimento.



Para continuar, responder la siguiente pregunta:
¿Qué pasará con la presión capilar glomerular y con la velocidad de filtración si disminuye el radio de la arteriola aferente?:

- Ambas disminuirán.
- Ambas aumentarán.
- La presión aumentará y la velocidad de filtración disminuirá.
- La presión disminuirá y la velocidad de filtración aumentará.

- A continuación se observará el efecto de la disminución gradual del radio de la arteriola aferente.
 - Disminuir el radio de la arteriola aferente en 0,05 mm, pulsando el botón (-) situado al lado del indicador de radio aferente.
 - Pulsar en Iniciar (*Start*) para comenzar la filtración glomerular.
 - Observar los indicadores de presión capilar glomerular y velocidad de filtración glomerular y pulsar en Guardar datos (*Record Data*) para mostrar los resultados en la pantalla. Anotar los resultados en la Tabla 17.
 - Pulsar en Rellenar (*Refill*) para llenar de nuevo el recipiente suministrador y preparar la nefrona para el próximo experimento. Repetir este paso hasta llegar a un radio de la arteriola aferente de 0,35 mm.
- Aumentar el radio de la arteriola aferente a 0,55 mm, pulsando el botón (+) que está al lado del indicador del radio aferente. Pulsar en Iniciar (*Start*) para comenzar la filtración glomerular.
- Observar los indicadores de presión capilar glomerular y velocidad de filtración glomerular y pulsar en Guardar datos (*Record Data*) para mostrar los resultados en la pantalla. Anotar los resultados en la Tabla 17.
- Pulsar en Rellenar (*Refill*) para llenar de nuevo el recipiente suministrador y preparar la nefrona para el próximo experimento.
- Aumentar el radio de la arteriola aferente a 0,60 mm. Pulsar en Iniciar (*Start*) para comenzar la filtración glomerular.
- Observar los indicadores de presión capilar glomerular y velocidad de filtración glomerular y pulsar en Guardar datos (*Record Data*) para mostrar los resultados en la pantalla. Anotar los resultados en la Tabla 17.
- Pulsa en Rellenar (*Refill*) para llenar de nuevo el recipiente suministrador y preparar la nefrona para el próximo experimento.



El consumo de cafeína conduce a un aumento de la formación de orina. Podemos decir que la cafeína:

- a. Produce vasoconstricción de la arteriola aferente.
- b. Reduce la presión sanguínea
- c. Produce contracción de la vejiga urinaria.
- d. Produce vasodilatación de la arteriola aferente.
- e. La presión disminuirá y la velocidad de filtración aumentará.



Para continuar, responder la siguiente pregunta:

¿Qué pasará con la presión capilar glomerular y con la velocidad de filtración si disminuyes el radio de la arteriola eferente?:

- a. Ambas aumentarán.
- b. Ambas disminuirán.
- c. La presión disminuirá y la velocidad de filtración aumentará.
- d. La presión aumentará y la velocidad de filtración disminuirá.

14. Disminuir el radio de la arteriola aferente a 0,50 mm, pulsando el botón (-) que se encuentra junto al indicador de radio aferente. Pulsar en Iniciar (*Start*) para comenzar la filtración glomerular.
15. Observar los indicadores de presión capilar glomerular y velocidad de Filtración glomerular y pulsar en Guardar datos (record data). Anotar los resultados en la Tabla 17.
16. Pulsar en Rellenar (*Refill*) para llenar de nuevo el recipiente suministrador y preparar la nefrona para el próximo experimento.
17. Ahora se observará el efecto de las disminuciones graduales del radio de la arteriola eferente.
 - Reducir el radio de la arteriola eferente en 0,05 mm, pulsando el botón (-) situado al lado del indicador del radio eferente.
 - Pulsar en Iniciar (*Start*) para comenzar la filtración glomerular.
 - Observar los indicadores de presión capilar glomerular y velocidad de filtración glomerular y pulsar en Guardar datos (*Record Data*) para mostrar los resultados en la pantalla. Anotar los resultados en la Tabla 17. Pulsar en Rellenar (*Refill*) para llenar de nuevo el recipiente suministrador y preparar la nefrona para el próximo experimento. Repetir este paso hasta llegar a un radio de la arteriola eferente de 0,30 mm.



Supongamos que se encuentra en el desierto y deshidratado, ¿cuál de las siguientes combinaciones podría beneficiarlo?:

- a. La vasoconstricción aferente y eferente.
- b. La vasodilatación aferente y vasoconstricción eferente.
- c. La vasoconstricción aferente y vasodilatación eferente
- d. La vasodilatación aferente y eferente.

Actividad 2: Efecto de la presión sobre la filtración glomerular.

Aproximadamente el 20% de la sangre que entra en los capilares glomerulares es normalmente filtrada hacia la cápsula de Bowman, donde se le conoce entonces como filtrado. La presión hidrostática arterial extraordinariamente alta en los capilares glomerulares promueve esta filtración. Por lo tanto, la velocidad de filtración glomerular puede ser alterada modificando la resistencia de la arteriola aferente (y, por tanto, la presión hidrostática).

Equipo utilizado: Igual al utilizado en la actividad anterior

Instrucciones:

1. Observar que la presión arterial está ajustada a 70 mm Hg, el radio de la arteriola aferente se ha fijado en 0,50 mm y el de la arteriola eferente en 0,45 mm. Pulsar en Iniciar (*Start*) para que comience la filtración glomerular. A medida que la sangre fluye desde el recipiente suministrador a través del corpúsculo renal, el filtrado se mueve por el túbulo renal, luego pasa por el conducto colector y finalmente llega a la vejiga urinaria.
2. El indicador de la presión capilar glomerular muestra la presión hidrostática de la sangre en los capilares glomerulares, que promueve la filtración y el indicador de velocidad de filtración muestra el flujo del fluido que se mueve desde la luz de los capilares glomerulares hacia la luz de la cápsula de Bowman. Pulsar en Guardar datos (*Record Data*) para mostrar los resultados en la pantalla y anotarlos en la Tabla 18.
3. Pulsar en Rellenar (*Refill*) para llenar de nuevo el recipiente suministrador y preparar la nefrona para el próximo experimento.

Tabla 18.

Efecto de la presión sobre la filtración glomerular				
Presión arterial (mmHg)	Válvula (abierta o cerrada)	Presión capilar glomerular (mmHg)	Velocidad de filtración glomerular (ml/min)	Volumen de orina (ml)



Para continuar, responder la siguiente pregunta:

¿Qué pasará con la presión capilar glomerular y la velocidad de filtración si se aumenta la presión arterial en el recipiente suministrador izquierdo?:

- Ambas se incrementarían.
- Ambas disminuirían.
- La presión disminuiría y la velocidad de filtración se incrementaría
- La presión se incrementaría y la velocidad de filtración disminuiría

4. Aumentar la presión arterial a 80 mm Hg, pulsando el botón (+) que se encuentra al lado del indicador de presión. Pulsar en Iniciar (*Start*) para comenzar la filtración glomerular.

5. Observar los indicadores de presión capilar glomerular y velocidad de filtración glomerular y pulsar en Guardar datos (*Record Data*) para mostrar los resultados en la pantalla y anotarlos en la Tabla 18.

6. Pulsar en Rellenar (*Refill*) para volver a llenar el recipiente suministrador y preparar la nefrona para el próximo experimento.

7. Ahora se observará el efecto de aumentos graduales adicionales de la presión arterial.

- Incrementar la presión arterial en 10 mm Hg, pulsando el botón (+) situado junto al indicador de presión.

- Pulsar en Iniciar (*Start*) para comenzar la filtración glomerular.
 - Observar los indicadores de presión capilar glomerular y velocidad de filtración glomerular y pulsar en Guardar datos (*Record Data*) para mostrar los resultados en la pantalla. Anotar los resultados en la Tabla 18.
 - Pulsar en Rellenar (*Refill*) para volver a llenar el recipiente suministrador y preparar la nefrona para el próximo experimento.
- Repetir este paso hasta llegar a una presión arterial de 100 mm Hg.



Para continuar, responder la siguiente pregunta:

¿Qué pasará con la presión de filtración en la Cápsula de Bowman y con la velocidad de filtración, si se cierra la válvula unidireccional situada entre el conducto colector y la vejiga urinaria?

- Ambas se incrementarían.
- Ambas disminuirían.
- La presión disminuiría y la velocidad de filtración aumentaría.
- La presión aumentaría y la velocidad de filtración disminuiría.
- La presión se mantiene constante y la velocidad de filtración disminuye.

8. Observar que la válvula entre el conducto colector y la vejiga urinaria está abierta. Disminuir la presión arterial a 70 mm Hg, pulsando el botón situado al lado del indicador de presión. Pulsar en Iniciar (*Start*) para que comience la filtración glomerular.

9. Observar los indicadores de presión capilar glomerular y velocidad de filtración glomerular y pulsar en Guardar datos (*Record Data*) para mostrar los resultados en la pantalla. Anotar los resultados en la Tabla 18.

10. Pulsar en Rellenar (*Refill*) para volver a llenar el recipiente suministrador y preparar la nefrona para el siguiente experimento.

11. Pulsar en la válvula entre el conducto colector y la vejiga urinaria para cerrarla. Pulsar en Iniciar (*Start*) para comenzar la filtración glomerular.

12. Observar los indicadores de presión capilar glomerular y velocidad de filtración glomerular y pulsar en Guardar datos (*Record Data*) para mostrar los resultados en la pantalla. Anotar los resultados en la Tabla 18.

13. Pulsar en Rellenar (*Refill*) para volver a llenar el recipiente suministrador y preparar la nefrona para el próximo experimento.

14. Aumentar la presión arterial a 100 mm Hg. Pulsar en Iniciar (*Start*) para comenzar la filtración glomerular.

15. Observar los indicadores de presión capilar glomerular y velocidad de filtración glomerular y pulsar en Guardar datos (*Record Data*) para mostrar los resultados en la pantalla. Anotar los resultados en la Tabla 18.

16. Pulsar en Rellenar (*Refill*) para llenar el recipiente suministrador y preparar la

nefrona para el siguiente experimento.

17. Pulsar en la válvula entre el conducto colector y la vejiga urinaria para abrirla. Pulsar en Iniciar (*Start*) para comenzar la filtración glomerular.

18. Observar los indicadores de presión capilar glomerular y velocidad de filtración glomerular y pulsar en Guardar datos (*Record Data*) para mostrar los resultados en la pantalla. Anotar los resultados en la Tabla 18.

Consignas de la actividad:

1. A juzgar por los resultados de esta actividad, ¿Cuál debería ser el efecto de la presión arterial sobre la filtración glomerular?

2. Actualmente, un problema frecuente en las culturas occidentales es una persistente presión arterial elevada con una inadecuada filtración glomerular. Utilizando los conceptos de esta actividad, explica este problema de salud.

Actividad 3: Respuesta renal a la alteración de la presión arterial.

En las actividades 1 y 2 se han observado los efectos independientes de los radios de las arteriolas y de la presión arterial sobre la presión capilar glomerular y la filtración glomerular. En el cuerpo humano estos efectos se producen simultáneamente. Por lo tanto, en esta actividad se modificarán ambas variables para estudiar sus efectos combinados sobre la filtración glomerular y observar cómo los cambios en una variable pueden compensar los cambios en la otra para mantener una velocidad de filtración glomerular adecuada.

Equipo utilizado: el mismo que en la actividad anterior.

Instrucciones:

1. Observar que la presión arterial está ajustada a 90 mm Hg, el radio de la arteriola aferente está fijado en 0,50 mm y el de la arteriola eferente en 0,45 mm (valores basales). Pulsar en Iniciar (*Start*) para que comience la filtración glomerular. A medida que la sangre fluye desde el recipiente suministrador a través del corpúsculo renal, el filtrado se mueve por el túbulo renal, luego pasa por el conducto colector y finalmente llega a la vejiga urinaria.

2. El indicador de la presión capilar glomerular muestra la presión hidrostática de la sangre en los capilares glomerulares, que promueve la filtración y el indicador de velocidad de filtración muestra el flujo del fluido q se mueve desde la luz de los capilares glomerulares hacia la luz de la cápsula de Bowman. Pulsar en Guardar datos (*Record Data*) para mostrar los resultados en la pantalla. Anotar en la Tabla 19.

Tabla 19.

Respuesta renal a la alteración de la presión arterial				
Radio de la arteriola aferente(mm)	Radio de la arteriola eferente (mm)	Presión Arterial (mmHg)	Presión capilar glomerular (mmHg)	Velocidad filtración glomerular (ml/min)

3. Pulsar en Rellenar (*Refill*) para llenar de nuevo el recipiente suministrador y preparar la nefrona para el próximo experimento.

4. Se observará como podría actuar la nefrona para mantener la velocidad de filtración glomerular relativamente constante a pesar de una gran caída en la presión arterial. Disminuir la presión arterial a 70 mm Hg, pulsando el botón (-) que se encuentra al lado del indicador de presión. Pulsar en Iniciar (*Start*) para comenzar la filtración glomerular.

5. Observar los indicadores de presión capilar glomerular y velocidad de filtración glomerular y pulsar en Guardar datos (*Record Data*) para mostrar los resultados en la pantalla. Anotar los resultados en la Tabla 19.

6. Pulsar en Rellenar (*Refill*) para volver a llenar el recipiente suministrador y preparar la nefrona para el próximo experimento.



Si la presión sanguínea disminuyera, por ejemplo, como resultado de una pérdida sanguínea, ¿qué cambios en la nefrona permitirían al riñón mantener normal su velocidad de filtración glomerular? (Seleccione todas las que aplican)

- a. Dilatación de la arteriola aferente.
- b. Dilatación de la arteriola eferente.
- c. Constricción de la arteriola aferente.
- d. Constricción de la arteriola eferente.

7. Aumentar el radio de la arteriola aferente a 0,60 mm pulsando el botón (+) situado junto al indicador del radio aferente. Pulsar en Iniciar (*Start*) para que comience la filtración glomerular.

8. Observar los indicadores de presión capilar glomerular y velocidad de filtración

glomerular y pulsar en Guardar datos (*Record Data*) para mostrar los resultados en la pantalla. Anotar los resultados en la Tabla 19.

9. Pulsar en Rellenar (*Refill*) para volver a llenar el recipiente suministrador y preparar la nefrona para el siguiente experimento.



Comparando la velocidad de filtración glomerular y la presión capilar glomerular con los valores basales (de la primera corrida del experimento), ¿cuán efectivo fue el incremento del radio de la arteriola aferente para compensar la baja presión arterial?

- a. La dilatación de la arteriola aferente no mejoró la baja presión capilar glomerular y velocidad de filtración.
- b. La dilatación de la arteriola aferente mejoró la baja presión capilar glomerular y velocidad de filtración.
- c. La dilatación de la arteriola aferente lleva a los valores de la presión capilar glomerular y velocidad de filtración casi a los basales.
- d. La dilatación de la arteriola aferente lleva a los valores presión capilar glomerular y velocidad de filtración por encima de los basales.

10. Retornar el radio de la arteriola aferente a 0,50 mm, pulsando el botón (-) situado junto al indicador del radio aferente y disminuir el radio de la arteriola eferente hasta 0,35 mm, pulsando el botón (-) del radio eferente. Pulsar en Iniciar (*Start*) para comenzar la filtración glomerular.

11. Observar los indicadores de presión capilar glomerular y velocidad de filtración glomerular y pulsar en Guardar datos (*Record Data*) para mostrar los resultados en la pantalla. Anotar los resultados en la Tabla 19.

12. Pulsar en Rellenar (*Refill*) para volver a llenar el recipiente suministrador y preparar la nefrona para el próximo experimento.



Comparando la velocidad de filtración glomerular y la presión capilar glomerular con los valores basales (de la primera corrida del experimento), ¿cuán efectivo fue la disminución del radio de la arteriola eferente para compensar la baja presión arterial?

- La constricción de la arteriola eferente no mejoró la baja presión capilar glomerular y velocidad de filtración.
- La constricción de la arteriola eferente mejoró la baja presión capilar glomerular y velocidad de filtración.
- La constricción de la arteriola eferente lleva a los valores de la presión capilar glomerular y velocidad de filtración casi a los basales.
- La constricción de la arteriola eferente lleva a los valores presión capilar glomerular y velocidad de filtración por encima de los basales.



¿Qué sucedería con la presión capilar glomerular y con la velocidad de filtración glomerular si los cambios en los radios de ambas arteriolas se llevan a cambio simultáneamente con la situación de una baja presión sanguínea?

- La velocidad y presión de filtración glomerular solamente se incrementan en los niveles medidos en el experimento dilatando la arteriola aferente.
- La velocidad y presión de filtración glomerular se elevan por encima de los valores basales.
- La velocidad y presión de filtración glomerular solamente se incrementan en los niveles medidos en el experimento contrayendo la arteriola eferente.

13. Ajustar el radio de la arteriola aferente a 0,60 mm y mantener el radio de la arteriola eferente en 0,35 mm. Pulsar en Iniciar (*Start*) para comenzar la filtración glomerular.

14. Observar los indicadores de presión capilar glomerular y velocidad de filtración glomerular y pulsar en Guardar datos (*Record Data*) para mostrar los resultados en la pantalla. Anotar los resultados en la Tabla 19.

REABSORCIÓN TUBULAR

Actividad 4: Los gradientes de solutos y su influencia sobre la concentración de la orina.

En esta actividad se examinará el proceso de la reabsorción pasiva que se produce mientras el filtrado viaja a través de una nefrona y se forma la orina. Durante la realización del experimento, se supone que cuando la ADH está presente, las condiciones favorecen la formación de la orina más concentrada posible.

Equipo utilizado: En la pantalla aparecerá lo siguiente: una nefrona simulada rodeada por el espacio intersticial entre la nefrona y los capilares peritubulares (los solutos reabsorbidos, como la glucosa, se moverán desde la luz del túbulo hacia el espacio intersticial, y luego al interior de los capilares peritubulares que se ramifican desde la arteriola eferente); un recipiente de drenaje para el filtrado –que simula la vejiga urinaria; hormona antidiurética (ADH) Figura 15.

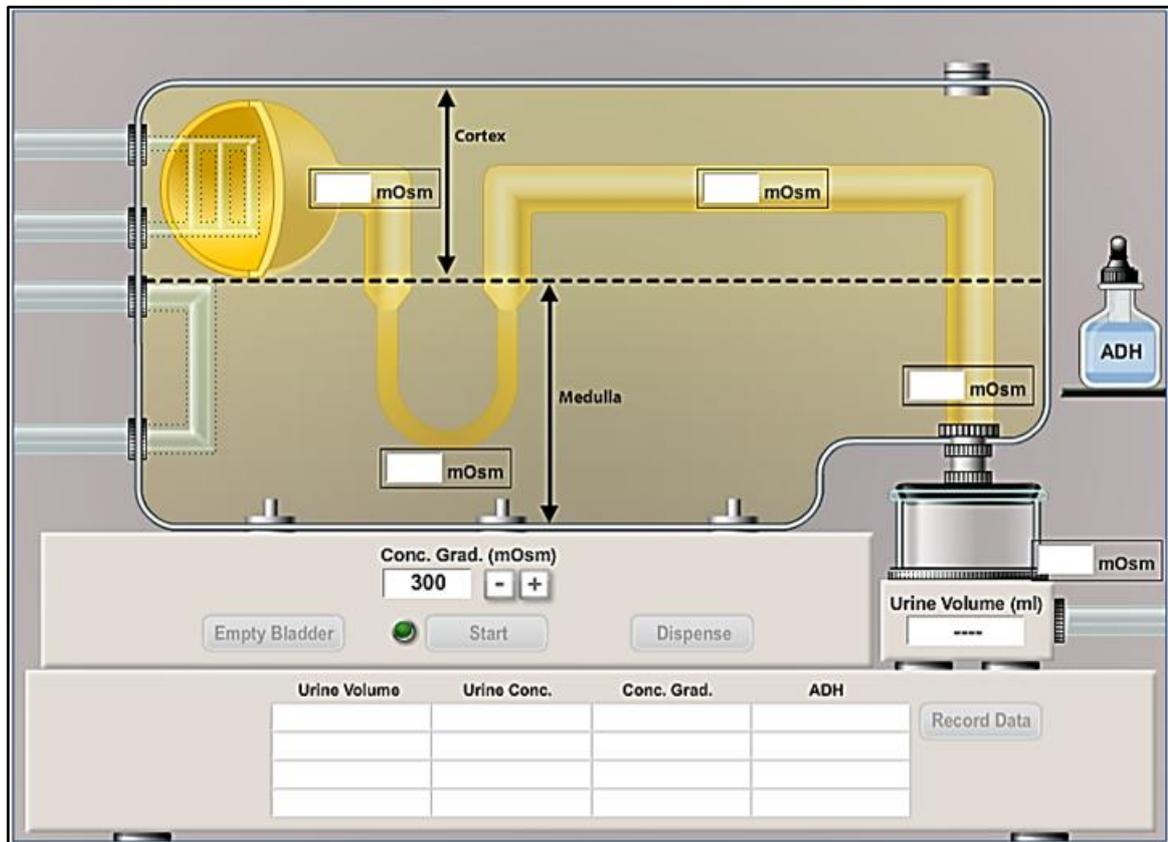


Figura 15: Pantalla del simulador

Instrucciones:

1. Arrastrar el tapón cuentagotas de la botella de ADH hasta la tapa gris situada en la parte superior derecha del depósito de la nefrona para suministrar ADH al conducto colector.

2. Pulsar en Aplicar (*Dispense*), debajo del indicador del gradiente de concentración, para ajustar la máxima concentración de solutos totales del fluido intersticial a 300 mOsm. Debido a que la concentración de solutos de la sangre también es de 300 mOsm, no hay diferencia osmótica entre el lumen del túbulo y el fluido intersticial que le rodea.
3. Pulsar en Iniciar (*Start*) para que comience la filtración. El filtrado se moverá a través de la nefrona y los solutos y el agua se moverán hacia fuera de los túbulos, al espacio intersticial. El fluido también se trasladará de vuelta a los capilares peritubulares, completando así el proceso de reabsorción.
4. Pulsar en Guardar datos (*Record Data*) para mostrar los resultados en la pantalla. Anotar en la Tabla 20.
5. Pulsar en Vaciar la vejiga (*Empty Bladder*) para preparar el próximo experimento.

Tabla 20.

Gradientes de solutos y su impacto sobre la concentración de la orina		
Volumen de orina (ml)	Concentración de la orina (mOsm)	Gradiente de concentración (mOsm)



Para continuar, responder a la siguiente pregunta:

¿Por qué la concentración de solutos en el túbulo proximal es la misma que en el plasma sanguíneo?

- a. Porque el agua no puede filtrarse en la cápsula de Bowman.
- b. Porque las células sanguíneas se filtran en la cápsula de Bowman.
- c. Porque algunas de las proteínas plasmáticas se filtran en la cápsula de Bowman.
- d. Porque el agua y algunos solutos plasmáticos se filtran en la cápsula de Bowman.



¿Qué ocurrirá con el volumen y la concentración de la orina a medida que se incremente el gradiente de soluto en el espacio intersticial?

- a. El volumen urinario se incrementa y su concentración disminuye.
- b. El volumen urinario disminuye y su concentración aumenta.
- c. El volumen urinario y la concentración aumentan.
- d. El volumen urinario y la concentración disminuyen.

6. Aumentar la máxima concentración de solutos totales del espacio intersticial a 600 mOsm, pulsando el botón (+) situado junto al indicador del gradiente de concentración. Pulsar en Aplicar (*Dispense*), para ajustar la concentración total máxima de solutos del líquido intersticial.

7. Pulsar en Iniciar (*Start*) para que comience la filtración.

8. Pulsar en Guardar datos (*Record Data*) para mostrar los resultados en la pantalla. Anotar los resultados en la Tabla 4.

9. Pulsar en Vaciar la vejiga (*Empty Bladder*) para preparar el siguiente experimento.

10. Observar el efecto del incremento gradual de la concentración total máxima de solutos del líquido intersticial.

• Aumentar la concentración máxima de los solutos del espacio intersticial en 300 mOsm, pulsando el botón (+) que se encuentra junto al indicador del gradiente de concentración. • Pulsar en Aplicar (*Dispense*), para ajustar la concentración total máxima de solutos del líquido intersticial.

• Pulsar en Iniciar (*Start*) para que comience la filtración.

• Pulsar en Guardar datos (*Record Data*) para mostrar los resultados en la pantalla. Anotar los resultados en la Tabla 4.

• Pulsar en Vaciar la vejiga (*Empty Bladder*) para preparar el próximo experimento.

Repetir este paso hasta llegar a la máxima concentración de solutos totales del líquido intersticial de 1.200 mOsm.



Responder la pregunta para continuar:
En presencia de ADH, ¿qué componente del fluido tubular sale del conducto colector y entra en el espacio intersticial?

- a. ClNa.
- b. Agua.
- c. Algunos solutos filtrados.

Consignas de la actividad:

1. A partir de lo que has aprendido en esta actividad, conjetura sobre las formas en que las ratas del desierto son capaces de concentrar su orina significativamente más que los seres humanos.
2. A juzgar por esta actividad, cuál sería un mecanismo razonable para los diuréticos?

Actividad 5: Reabsorción de glucosa a través de proteínas transportadoras.

En esta actividad se examinará el efecto de la variación del número de proteínas transportadoras de glucosa en el túbulo contorneado proximal. Es importante tener en cuenta que, normalmente, el número de transportadores de glucosa es constante en un riñón humano y que es la glucosa plasmática la que varía a lo largo del día. En esta actividad se mantendrá constante la glucosa plasmática y variará el número de transportadores de glucosa.

Equipo utilizado: En la pantalla aparecerá lo siguiente: una nefrona simulada rodeada por el espacio intersticial entre la nefrona y los capilares peritubulares (los solutos reabsorbidos, como la glucosa, se moverán desde la luz del túbulo hacia el espacio intersticial, y luego al interior de los capilares peritubulares que se ramifican desde la arteriola eferente); un recipiente de drenaje para el filtrado –que simula la vejiga urinaria; una caja de control de proteínas transportadoras de glucosa –usada para ajustar el número de transportadores de glucosa que se insertara en el túbulo proximal (Figura 16).

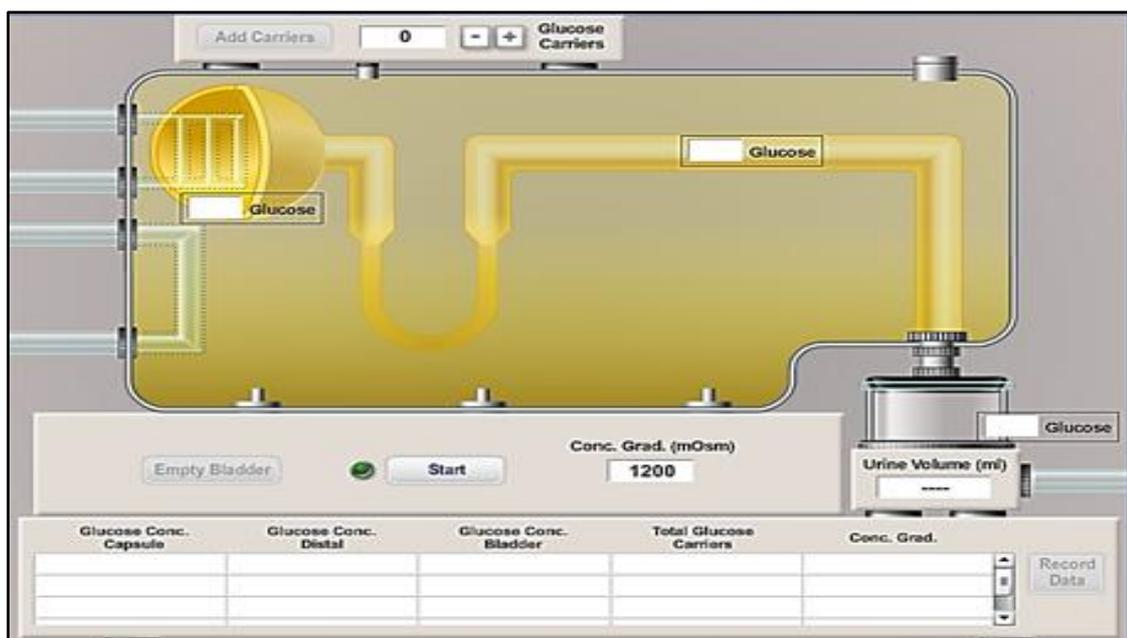


Figura 16: Pantalla del simulador.

Instrucciones:

1. Tener en cuenta que el número de transportadores de glucosa está fijado en cero (en el indicador de transportadores de glucosa) y que la máxima concentración de solutos totales del líquido intersticial está ajustada en 1.200 mOsm (la concentración máxima de solutos normal en el riñón humano). Pulsa en Iniciar (*Start*) para comenzar la filtración. El filtrado se moverá a través de la nefrona y los solutos y el agua se moverán hacia fuera de los túbulos, al espacio intersticial. El fluido también se trasladará de vuelta hacia los capilares peritubulares, completando así el proceso de reabsorción.
2. Pulsar en Guardar datos (*Record Data*) para mostrar los resultados en la pantalla. Anotar en la Tabla 21. En la tabla de la pantalla se mostrarán las concentraciones de glucosa en la cápsula de Bowman, en el túbulo contorneado distal y en la vejiga urinaria.
3. Pulsar en vaciar la vejiga para preparar el próximo experimento.

Tabla 21.

Reabsorción de glucosa a través de proteínas transportadores			
Concentración de glucosa (mM)			Transportadores de glucosa
Cápsula de Bowman	Túbulo contorneado distal	Vejiga urinaria	



Para continuar, responder la siguiente pregunta:
¿Por qué la concentración de glucosa es la misma en la Cápsula de Bowman y en la vejiga urinaria?

- a. La glucosa no es filtrada en ausencia de transportadores.
- b. La glucosa no es reabsorbida en ausencia de transportadores.
- c. La glucosa no es secretada en ausencia de transportadores.



¿Qué pasará con la concentración de glucosa en la vejiga urinaria cuando se añada transportadores de glucosa al túbulo proximal?

- a. La concentración de glucosa aumenta.
- b. La concentración de glucosa disminuye.
- c. La concentración de glucosa es la misma.

4. Aumentar el número de transportadores de glucosa a 100 (un número arbitrario), pulsando el botón (+) situado al lado del indicador de transportadores de glucosa. Pulsar en añadir transportadores (*Add Carriers*) para insertar el número especificado de proteínas transportadoras de glucosa por unidad de área en la membrana del túbulo proximal.

5. Pulsar en iniciar (*Start*) para que comience la filtración.

6. Pulsar en guardar datos (*Record Data*) para mostrar los resultados en la pantalla. Anotar en la Tabla 21.

7. Pulsar en Vaciar la vejiga (*Empty Bladder*) para preparar la nefrona para el próximo experimento.

8. Ahora se observará el efecto del incremento gradual del número de transportadores de glucosa.

- Aumentar el número de transportadores de glucosa en 100, pulsando el botón (+) situado al lado del indicador de transportadores de glucosa.

- Pulsar en Añadir transportadores (*Add Carriers*) para insertar el número especificado de proteínas transportadoras de glucosa por unidad de área en la membrana del túbulo proximal.

- Pulsar en Iniciar (*Start*) para que comience la filtración.

- Pulsar en Guardar datos (*Record Data*) para mostrar los resultados en la pantalla. Anotar en la Tabla 21.

- Pulsar en Vaciar la vejiga (*Empty Bladder*) para preparar la nefrona para el próximo experimento.

Repetir este paso hasta que se hayan insertado 400 proteínas transportadoras de glucosa por unidad de área en la membrana del túbulo proximal.



¿Se alcanza el transporte máximo de glucosa en este experimento?

- a. Sí
- b. No.
- c. No hay suficiente información para responder esta pregunta.

TRABAJO PRÁCTICO Nº 6

FISIOLOGÍA RENAL -II

EFFECTO DE LAS HORMONAS SOBRE LA FORMACIÓN DE LA ORINA

La concentración y el volumen de orina excretada por nuestros riñones cambiará dependiendo de lo que nuestro organismo necesite para mantener la homeostasis

La aldosterona actúa sobre las células del túbulo contorneado distal de la nefrona para promover la reabsorción de sodio desde el filtrado hacia el organismo y la secreción de potasio desde el organismo.

Los niveles de ADH se ven influidos por la osmolaridad de los fluidos corporales y por el volumen y la presión del sistema cardiovascular. Su principal acción es aumentar la permeabilidad del conducto colector al agua.

Por lo tanto, nuestros riñones regulan estrechamente la cantidad de agua y solutos excretados, para mantener el equilibrio hídrico en el organismo

Actividad 1: En esta actividad se comprenderá cómo influyen las hormonas aldosterona y ADH en los procesos renales en el riñón humano.

Equipo utilizado: en la pantalla aparecerá lo siguiente: una nefrona simulada rodeada por el espacio intersticial entre la nefrona y los capilares peritubulares (los solutos reabsorbidos, como la glucosa, se moverán desde la luz del túbulo hacia el espacio intersticial, y luego al interior de los capilares peritubulares que se ramifican desde la arteriola eferente); un recipiente de drenaje para el filtrado –que simula la vejiga urinaria; aldosterona; hormona antidiurética (ADH) (Figura 17).

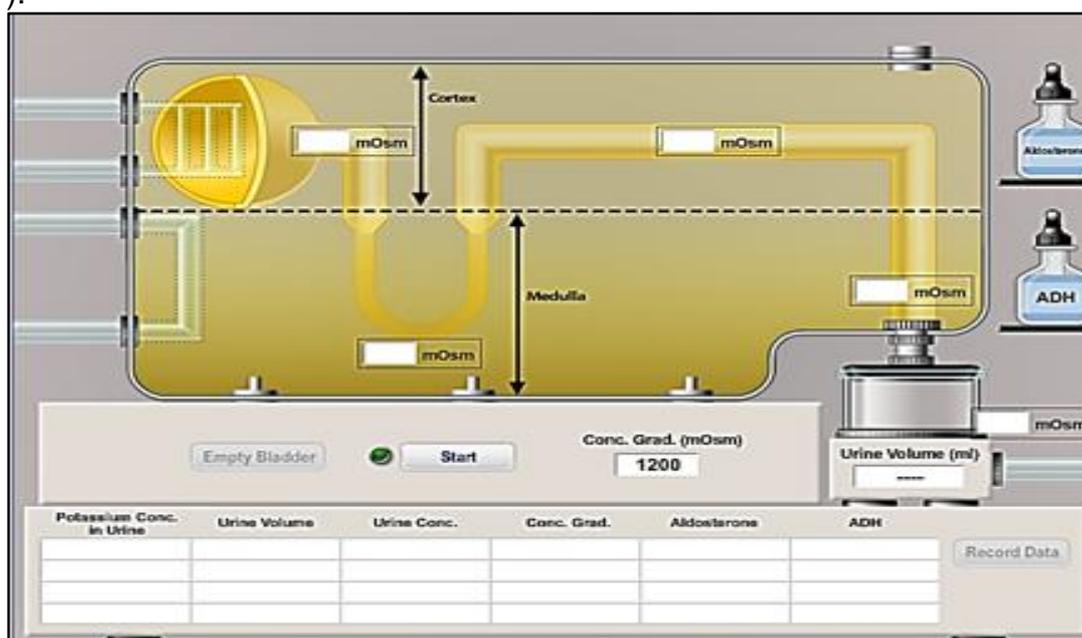


Figura 17. Pantalla de simulador.

1. Tener en cuenta que la concentración total de solutos del fluido intersticial está ajustada a 1.200 mOsm (la concentración máxima de solutos normal en el riñón humano). Pulsar en Iniciar (*Start*) para comenzar la filtración. El filtrado se moverá a través de la nefrona y los solutos y el agua se moverán hacia fuera de los túbulos, al espacio intersticial. También se trasladarán de vuelta hacia los capilares peritubulares, completando así el proceso de reabsorción.
2. Pulsar en Guardar datos (*Record Data*) para mostrar los resultados en la pantalla. Anotar en la Tabla 22. Se utilizarán estos datos como referencia para comparar las condiciones del filtrado y el volumen de orina en presencia de las hormonas aldosterona y ADH.
3. Pulsar en Vaciar la vejiga (*Empty Bladder*) para preparar la nefrona para el siguiente experimento.



Responder la pregunta para continuar:

¿Por qué la concentración en la vejiga urinaria es de 100 mOsm?

- a. Ha ocurrido reabsorción significativa de agua.
- b. La concentración urinaria es siempre la misma que la concentración plasmática.
- c. No se ha agregado ADH a esta nefrona.
- d. El agua y algunos solutos libres se filtran a través del endotelio capilar glomerular a la Cápsula de Bowman.



¿Qué pasará con el volumen de orina en comparación con el de referencia cuando se añada aldosterona al túbulo distal?

- a. El volumen urinario aumenta.
- b. El volumen urinario disminuye.
- c. El volumen urinario no varía.

4. Arrastrar el tapón cuentagotas de la botella de aldosterona hasta la tapa gris situada en la parte superior derecha del depósito de la nefrona para añadir aldosterona en el depósito que rodea el túbulo distal y el conducto colector.
5. Pulsar en Iniciar (*Start*) para comenzar la filtración.
6. Pulsa en Guardar datos (*Record Data*) para mostrar tus resultados en la pantalla. Anotar en la Tabla 22.

Tabla 22.

Efecto de las hormonas sobre la formación de orina				
Concentración de potasio (mM)	Volumen de orina (ml)	Concentración de la orina (mM)	Aldosterona	ADH

10. Pulsar en Vaciar la vejiga (*Empty Bladder*) para preparar la nefrona para el siguiente experimento.



Responder la pregunta para continuar:

En presencia de aldosterona, ¿qué componente del fluido tubular sale del túbulo distal y entra al espacio intersticial ?

- a. ClNa.
- b. Urea.
- c. Algunos solutos filtrados.
- d. K.

11. Arrastrar el tapón cuentagotas de la botella de ADH hasta la tapa gris situada en la parte superior derecha del depósito de la nefrona para añadir ADH en el depósito que rodea el túbulo distal y el conducto colector.



¿Qué pasará con el volumen de orina (en comparación con el de referencia) cuando se añada ADH al conducto colector?

- a. El volumen urinario aumentará.
- b. El volumen urinario disminuirá.
- c. El volumen urinario será el mismo.

12. Pulsar en Iniciar (*Start*) para comenzar la filtración.

13. Pulsar en Guardar datos (*Record Data*) para mostrar los resultados en la pantalla. Anotar en la Tabla 22. Pulsar en Vaciar la vejiga (*Empty Bladder*) para preparar la nefrona para el siguiente experimento.



En presencia de ADH, ¿por qué la concentración de K urinario Aumenta?

- a. Hay menos ClNa en la vejiga urinaria para competir con el K.
- b. Más agua es secretada al conducto colector.
- c. El volumen de agua en la vejiga urinaria disminuye, aumentando la concentración del soluto tales como el K.
- d. Más K es reabsorbido.

14. Arrastrar el tapón cuentagotas de la botella de aldosterona y luego el de la botella de ADH, hasta la tapa gris situada en la parte superior derecha del depósito de la nefrona, para añadir aldosterona y ADH en el depósito que rodea el túbulo distal y el conducto colector.

15. Pulsar en Iniciar (*Start*) para comenzar la filtración.

16. Pulsar en Guardar datos (*Record Data*) para mostrar los resultados en la pantalla. Anotar en la Tabla 22.



En presencia de ADH y aldosterona, ¿por qué la concentración de K urinario aumenta?

- a. Hay menos reabsorción de ClNa en el túbulo distal y menos secreción de K en el conducto colector.
- b. Más agua es secretada hacia el conducto colector
- c. Hay más secreción de K al túbulo distal y más reabsorción de agua en el conducto colector.
- d. Más K ha sido reabsorbido en el túbulo distal.

Consignas de la actividad:

1. ¿Por qué el consumo de alcohol conduce a un aumento dramático en la producción de orina?
2. ¿Por qué los inhibidores de la enzima convertidora de angiotensina (ACE) que se administran a las personas con hipertensión arterial aumentan la producción de orina?

PRUEBAS DE LA FUNCIÓN RENAL

PRUEBA DE DILUCIÓN (Técnica de Volhard)

Técnica:

1. Con ayuno de 8 h, se procede a vaciar la vejiga (desechando ésta muestra).
2. Se ingiere 1,00 - 1,50 litros de agua en 30 minutos.
3. Se recoge la orina durante 4 h, en intervalos de 30 minutos, en recipientes separados.
4. Se mide la densidad y el volumen en cada recipiente.

Resultados:

Se confecciona un gráfico con la representación de las curvas de volumen y densidad en función del tiempo.

Las personas sometidas a la prueba excretan un volumen total de orina de 1500 \pm 300 ml, aun cuando el volumen de cada muestra puede ser muy variable. Las densidades de las muestras son casi siempre bajas y pueden llegar a 1,002 mg/l.

A los fines del trabajo práctico se modifica la técnica de la siguiente manera:

Un alumno evacua su vejiga, eliminándola. Luego ingiere 1000 ml de agua en media hora, a partir de este momento se recoge la orina cada media hora durante 2 h en distintos recipientes, midiendo el volumen y la densidad de cada muestra.

PRUEBA DE CONCENTRACIÓN (Técnica de Volhard)

Técnica:

1. Se suspende la ingesta de líquidos después de la cena del día anterior al ensayo.
2. Se procede a vaciar la vejiga a las 8 h del día del ensayo, descartando esta muestra.
3. Se realiza una dieta tan exenta de líquidos como sea posible, evitando todas las bebidas y frutas (mientras dure el ensayo).
4. Se recoge la orina cada media hora durante un período de 4 h.
5. Se determina volumen y densidad en cada muestra

Resultados:

El volumen urinario resulta pequeño y depende de la cantidad de líquido que tiene la dieta, pero su densidad aumenta y casi siempre supera a 1,030 mg/l.

A los fines del trabajo práctico se modifica la técnica anterior:

Se recoge la orina cada media hora durante 2 horas, en recipientes diferentes, midiendo volumen y densidad de cada muestra.

EFFECTO DE DIVERSAS SITUACIONES FUNCIONALES SOBRE LA ACTIVIDAD DE LA FUNCIÓN RENAL

Técnica:

Es conveniente dejar de ingerir alimentos o bebidas 2 h antes de iniciar la prueba. Se requieren tres alumnos para realizar el experimento:

1. Debe ingerir 10 ml de agua/kg de peso y además 50 ml de whisky.
2. Debe ingerir 10 ml de agua/kg de peso y después fumar un cigarrillo cada 30 min.
3. Debe realizar un ejercicio intenso durante 5 minutos (por ej. subir y bajar las escaleras a la máxima velocidad posible).

De ésta práctica deben excluirse, como sujetos activos, los estudiantes que presenten problemas circulatorios o renales y los que están sometidos a una dieta de restricción salina.

Recolección de las muestras de orina:

Antes de comenzar el experimento, todos los participantes deben vaciar su vejiga guardando ésta muestra de orina como control.

En el momento de iniciar la prueba se pone en marcha el cronómetro y cada alumno sigue la pauta indicada en el apartado anterior. A partir de este momento se recogen muestras de orina cada 30 minutos en recipientes diferentes, durante 2 horas.

Análisis de las muestras de orina:

En cada muestra de orina se determinan los siguientes parámetros:

- Volumen
- Densidad

Volumen de orina

Transferir la orina recogida en cada período a una probeta graduada y medir el volumen de líquido excretado.

Densidad

La densidad se puede medir con el uso de densímetro o con el empleo de tiras reactivas.

Valores de referencia: 1,010 - 1,030 mg/l.

1) Método del densímetro o urinómetro (Figura 18)

Se coloca la orina en una probeta de capacidad suficiente (100 ml), procurando no formar espuma. Se introduce el urinómetro tomándolo de la parte superior y comunicándole un suave movimiento de rotación, que no debe rozar las paredes y el fondo de la probeta. La lectura se hará en el menisco inferior que forma el urinómetro en contacto con la orina.

Corrección por temperatura: se deberá sumar o restar a la lectura leída del urinómetro, 0,001 por cada 3 °C de temperatura por encima o por debajo de aquella para la cual el instrumento ha sido calibrado (generalmente calibrados a 15°C).

2) Empleo de tiras reactivas:

Fundamento: El área reactiva utiliza polielectrolitos y un indicador de pH, lo cual permite, al sumergir la tira en la muestra de orina, que se produzca la reacción, observada como un cambio de color (este indica el cambio de los polielectrolitos en relación con la concentración iónica de la orina).

Tiras reactivas (Figura 19): Son tiras que contienen zonas de test con reactivos necesarios en forma estandarizada y estabilizada para la determinación de parámetros en orina en número variable, desde 1 hasta 9 o 10 determinaciones.

Se utilizan con los siguientes fines:

- Exámenes de rutina.
- Control de terapéutica y recidiva.
- Autocontrol.

Muestra: emplear orina reciente, de no menos de 4 horas, bien mezclada y sin centrifugar.

Técnica: (Figura 20).

1. Sacar una sola tira del envase y taparlo inmediatamente.
2. Sumergir completamente todas las áreas de la tira reactiva, retirar inmediatamente.
3. Eliminar el exceso de orina, deslizando el borde de la tira en el borde del recipiente.
4. Mantener la tira en posición horizontal.

Comparar las áreas reactivas con los correspondientes bloques de color en la etiqueta del envase a los tiempos especificados (30-60 seg).

SOSTENER LA TIRA LO MÁS CERCA DE LA CARTA DE COLORES Y COMPARAR CUIDADOSAMENTE.

Los cambios de color que tienen lugar pasados los dos minutos carecen de importancia diagnóstica.

Cálculos:

a. Osmolaridad de la orina:

Valores de referencia 70-1200 mOsm/l. Si la densidad urinaria es conocida se puede calcular la osmolaridad a partir de la siguiente ecuación:

$$\text{Osmolaridad urinaria (mOsm/l)} = (D \text{ orina} - 1) \times 35000$$

b. Clearance de agua libre

$$C_{H_2O} = V - C_{OSM}$$

V = volumen minuto.

C_{OSM} = clearance o depuración osmolar (la fórmula de la depuración osmolar es similar a la de cualquier depuración urinaria).

Valores de referencia: 1 ml/minuto

c. Depuración negativa de agua libre

$$T_{H_2O} = C_{OSM} - V$$

RESOLVER:

1. Teniendo los siguientes datos calcule el agua libre excretada por los riñones: a) $P_{OSM} = 295 \text{ mOsm/ Kg H}_2\text{O}$; $U_{OSM} = 70 \text{ mOsm/ kg H}_2\text{O}$
 $V = 3 \text{ ml/ mín.}$

b) $P_{OSM} = 295 \text{ mOsm/ Kg H}_2\text{O}$
 $U_{OSM} = 1100 \text{ mOsm/ kg H}_2\text{O}$
 $V = 0,4 \text{ ml/mín.}$

Explique el significado fisiológico de los resultados anteriores.

2. Las siguientes determinaciones se efectuaron en un solo glomérulo: VFG 42 ml/ min, presión hidrostática del capilar glomerular 50 mm Hg, presión hidrostática de la cápsula de Bowman 12 mm Hg, presión coloidosmótica media del capilar glomerular 24 mm Hg ¿Cuál es el coeficiente de ultrafiltración glomerular?

3. En un estudio sobre el aclaramiento renal de una mujer joven, de 60 kg de peso (superficie corporal 1,65 m²), se obtuvieron los siguientes datos: concentración plasmática de inulina, 0,40 mg/ml, concentración de inulina en orina: 8 mg/ml; concentración plasmática de glucosa: 5 mg/ml; concentración de glucosa en orina: 40 mg/ml; concentración plasmática de sodio: 135 mEq/l; concentración de sodio en orina: 65 mEq/l; flujo de orina : 5 ml/min. Determinar:

- Velocidad de filtración glomerular. ¿Es normal?
- Umbral de glucosa, ¿Se ha alcanzado?
- Aclaramiento renal de glucosa. ¿Por qué es menor que la VFG?
- Velocidad de reabsorción tubular de la glucosa.
- Fracción de agua absorbida por los túbulos renales.
- ¿Qué fracción de sodio filtrado fue excretado?

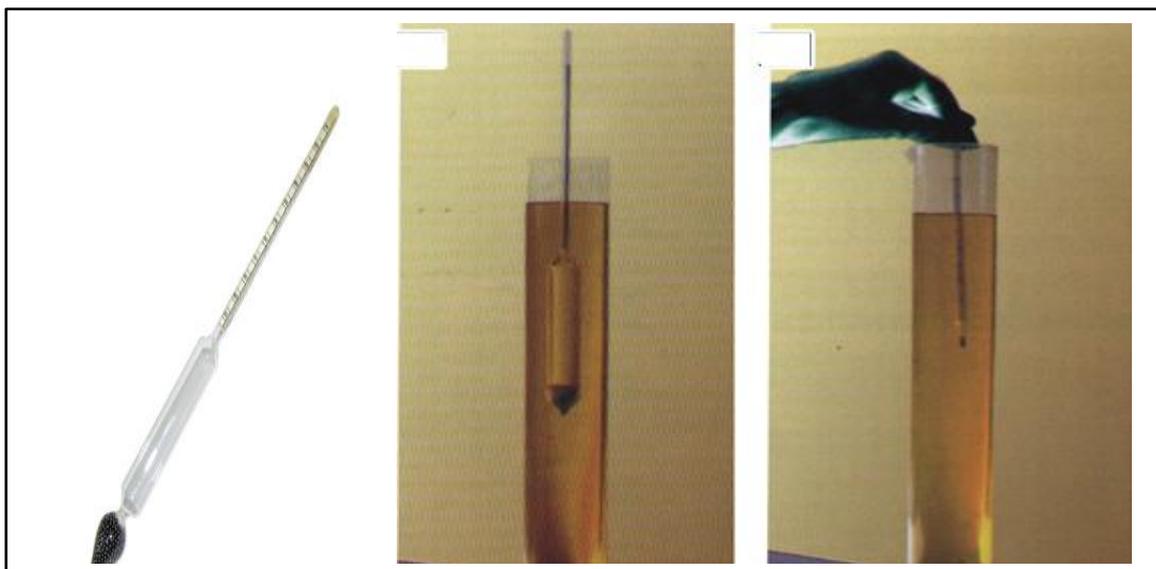


Figura 18. Uso del densímetro



Figura 19. Tiras reactivas

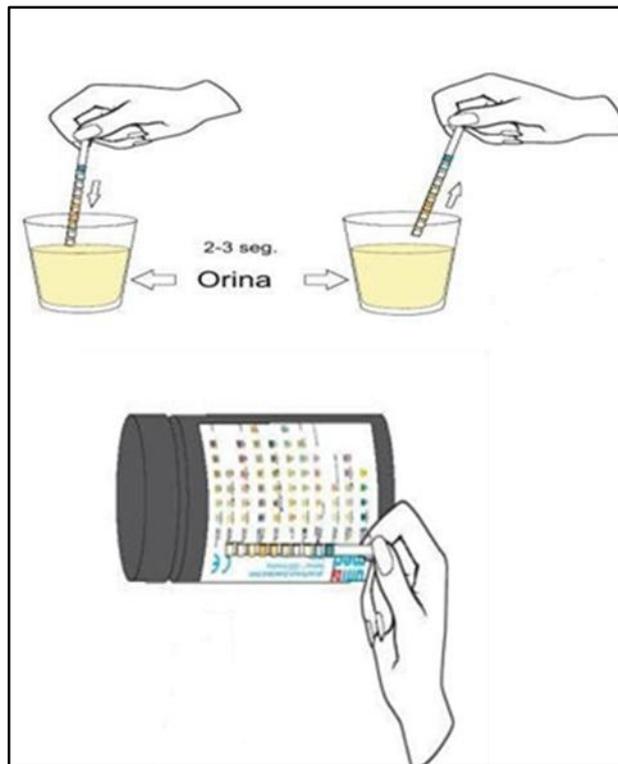


Figura 20. Uso de tiras reactivas

TRABAJO PRÁCTICO Nº 7

FISIOLOGÍA RESPIRATORIA

El sistema respiratorio tiene como función fundamental el aporte de O₂ a los tejidos y la remoción del CO₂ de los mismos.

DETERMINACIÓN DE LA FRECUENCIA RESPIRATORIA

Es el número de movimientos respiratorios en la unidad de tiempo; aproximadamente 12 cpm (ciclos por minuto).

a) Determinación de la frecuencia respiratoria en condiciones de reposo

Técnica:

Un alumno se ubica en decúbito.

Se cuenta el número de movimientos respiratorios durante 1 minuto (con cronómetro).

b) Determinación de la frecuencia respiratoria en un período de apnea.

Técnica:

El alumno debe permanecer en apnea (interrupción de la respiración) el mayor tiempo posible (al menos 10 segundos)

Posteriormente se cuenta el número de movimientos respiratorios durante 1 minuto.

c) Determinación de la frecuencia respiratoria consecutiva a la hiperventilación.

Técnica:

El alumno hiperventila (respiración rápida y profunda) durante 60 segundos. Luego se cuenta el número de movimientos respiratorios durante 1 minuto

d) Determinación de la frecuencia respiratoria después de un esfuerzo físico

Técnica:

El alumno deberá realizar un esfuerzo físico de mediana intensidad (subir una escalera, flexiones), durante 5 minutos.

Luego se cuenta el número de movimientos respiratorios durante 1 minuto.

Actividad:

Realizar la determinación de la frecuencia respiratoria en las condiciones descriptas anteriormente y completar la tabla 23 con los resultados obtenidos.

Tabla 23.

	Reposo	Post -apnea	Post- hiperventilación	Post –ejercicio
Frecuencia respiratoria				

AUSCULTACIÓN DE RUIDOS RESPIRATORIOS NORMALES

La auscultación de la respiración normal profunda se realiza con el paciente en posición preferentemente sentado, respirando con la boca entreabierta, sin hacer ruido alguno y en forma más profunda y rápida que la habitual.

Se debe comenzar por la región anterior y continuar con la posterior. Los ruidos respiratorios normales comprenden la respiración brónquica, la broncovesicular y el murmullo vesicular.

La respiración brónquica se ausculta en el hueco supraclavicular y en la región dorsal superior.

El murmullo vesicular se ausculta en la región anterior, posterior y lateral del tórax. La respiración broncovesicular se ausculta preferentemente a nivel de las articulaciones esterno-clavicular (derecha), en las regiones supraescapulares e interescapulovertebrales superiores (Figura 21).

EXAMEN FUNCIONAL RESPIRATORIO

La exploración de la función pulmonar es el conjunto de técnicas que nos permite estudiar diferentes aspectos de la fisiología respiratoria. La elección de una prueba u otra dependerá de los objetivos planteados y del contexto en que va a ser utilizado.

ESPIROMETRÍA:

Es la medición de los volúmenes y capacidades pulmonares. Se utiliza el espirómetro en aire para obtener los siguientes parámetros:

FEF: Flujo espiratorio forzado. Es un indicador de las posibles obstrucciones en las grandes vías respiratorias.

FMF: Flujo espiratorio mediano forzado. Indicador de posibles oclusiones en las vías respiratorias de menor calibre.

CV: Capacidad vital.

CVF: Capacidad vital forzada.

VEF_t: Volumen espiratorio forzado, medido en un tiempo "t" elegido. Conocido también por capacidad vital cronometrada o test de Tiffeneau.

VEF%: Porcentaje VEF_t del valor CVF o de otros valores prefijados de la capacidad vital.

Técnica:

1. Conectar el aparato a línea 220 v. 50 ciclos/segundo.
2. Encender el pulsador respectivo (a la izquierda del panel) llevando a la posición SI / NO. Al hacerlo, se iluminará un LED rojo testigo de línea.
3. Colocar el carro a la izquierda en el riel de desplazamiento. Para lograrlo, levantar suavemente el carro, evitando el roce de la cremallera con el engranaje del motor y trasladarlo al tope izquierdo.
4. Colocar la hoja de registro, con el encabezamiento hacia abajo, trabando la parte superior con los clips y la inferior con el soporte retráctil. Tratar que el bolígrafo coincida con el punto cero (cero litros-cero segundos).
5. CV puede obtenerse directamente, sin otro procedimiento que el paciente espire por el conducto. Para los otros estudios, FEF, FMF, CVF, VEF, VEF%, es necesario que el profesional mantenga pulsado el botón indicado "Motor" por el tiempo que dura el traslado del carro (6 seg). Mientras lo hace se enciende una luz indicando que el traductor está listo para disparar el arranque del motor a la mínima señal de paso de flujo aéreo por el conducto.
6. Si desea repetir el estudio o hacer otro, proceder como en 3.
7. Si se interrumpe el funcionamiento del motor, dejando de pulsar, al tratar de reconectarlo, el traductor, culminará el ciclo anterior, debiendo el usuario recomenzar el procedimiento indicado en 3.

MÉTODO GRÁFICO-ANALÍTICO

1. La proyección sobre el eje de volúmenes, del valor máximo del registro, nos da la CVF, en la Figura 17 este valor es $Y_1 = 4,25$ litros.
2. Entre 75% y el 25% del valor Y_1 tenemos los valores $Y_2 = 3,18$ litros, $Y_3 = 1,05$ litros, este valor $Y_2 Y_3$ representa el 50% del CVF.

Estos valores Y_2 e Y_3 se registran en los tiempos $T_2 = 1,38$ segundos, $T_1 =$

0,34 segundos. Así podemos obtener el FMF (Figura 22).

$$FMF = \frac{Y_2 - Y_3}{T_2 - T_1} = \frac{2,13 \text{ litros}}{1,04 \text{ seg}} = 2,048 \text{ litros/seg}$$

3. Para obtener el volumen espiratorio forzado en 1" (VEF 1") se lee directamente, el volumen correspondiente a 1".

4. %VEF/CVF

Por lo visto resulta $CVF = 100\%$ del volumen exhalado, pudiéndose escribir de esta manera.

$$\frac{CVF}{100} = \frac{VEF}{X}, \quad \text{donde} \quad X = \frac{100 * VEF}{CVF}$$

5. Uso de la regla de porcentaje para el cálculo de %VEF (Figura 23).

Se hacen coincidir el cero de la regla de %, con el correspondiente a la carta de registro. El punto correspondiente al 100 % se hace coincidir con la horizontal correspondiente al máximo nivel volumétrico de la curva obtenida.

Ubicada la regla de esta manera, se proyectan en forma horizontal sobre la regla el valor VEF 1", la lectura obtenida sobre la regla de % es de 55,3 %.

6. Uso del fluxómetro para la determinación gráfica del FEF (Figura 24).

La proyección de los valores correspondientes a 0,2 litros y 1,2 litros, nos da sobre la curva A los puntos U y V, y sobre la B, nos da R y S. Uniendo UV con una recta y así también con RS, se trazan paralelas a dichos segmentos a partir del origen, pudiendo utilizar para ello la regla de paralelas.

Colocando ahora sobre la carta de registro el fluxómetro, de manera que ambos orígenes coincidan, como así también los ejes coordenados.

De esta manera la intersección de las rectas antes trazadas con cualquiera de las escalas nos da el caudal en litros/minuto o bien en litros/segundo.

Actividad:

Realizar la espirometría por la técnica descripta y graficar la curva.

INFLUENCIAS DE TIPO REFLEJO SOBRE LA RESPIRACIÓN

La movilización pasiva de las extremidades determina un aumento reflejo de la ventilación pulmonar fundamentalmente a expensas de la frecuencia respiratoria. Los impulsos que inician la respuesta refleja parecen originarse en mecanorreceptores situados a nivel de la cápsula y de los ligamentos articulares. La estimulación de dichos receptores en respuesta al movimiento de la extremidad determina un incremento inmediato de la frecuencia respiratoria, mucho antes de que los factores de tipo químico se acumulen en cantidad suficiente y lleguen a estimular a los quimiorreceptores correspondientes.

Los mecanorreceptores perciben la extensión y frecuencia de los movimientos realizados, pero no pueden detectar la fuerza con que estos se llevan a cabo.

Actividad:

Para comprobar el efecto de la estimulación pasiva de los mecanorreceptores sobre la respiración, un alumno se sienta sobre la mesa con las piernas colgando.

A continuación se le hace respirar tranquilamente, determinando la frecuencia.

Seguidamente se le hace movilizar pasivamente las extremidades inferiores, practicando una extensión de la pierna sobre el muslo. Determinar la frecuencia e intensidad de los movimientos respiratorios en éstas

Es aconsejable que la movilización pasiva se realice con una periodicidad no superior a la mitad de la frecuencia respiratoria habitual.

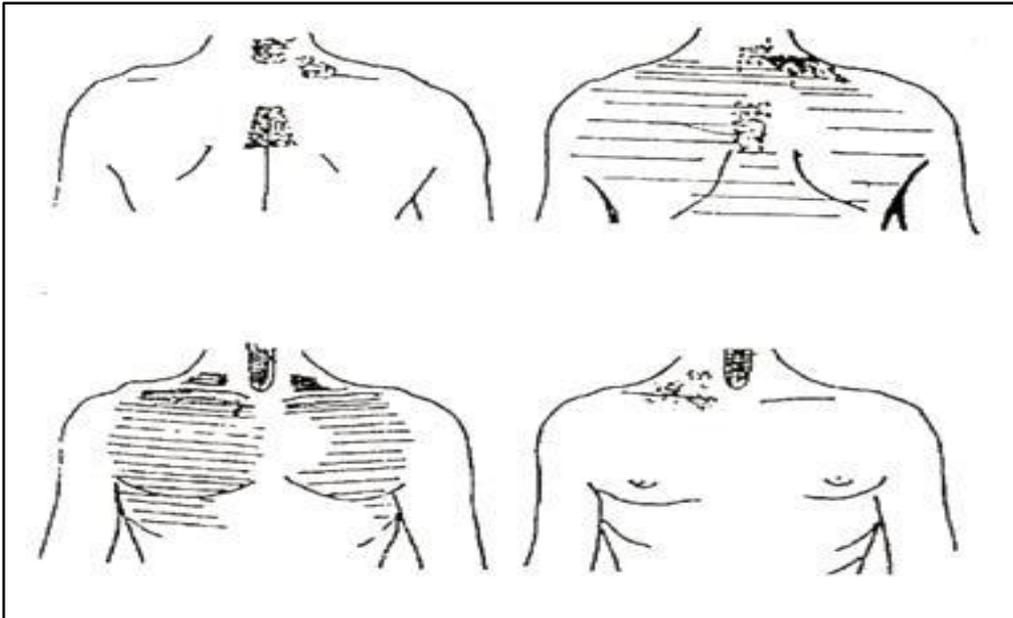


Figura 21. La Figura ilustra la distribución de los ruidos respiratorios normales. En cuadrículado: respiración bronquial. En punteado: respiración bronco-vesicular. En rayado: murmullo vesicular

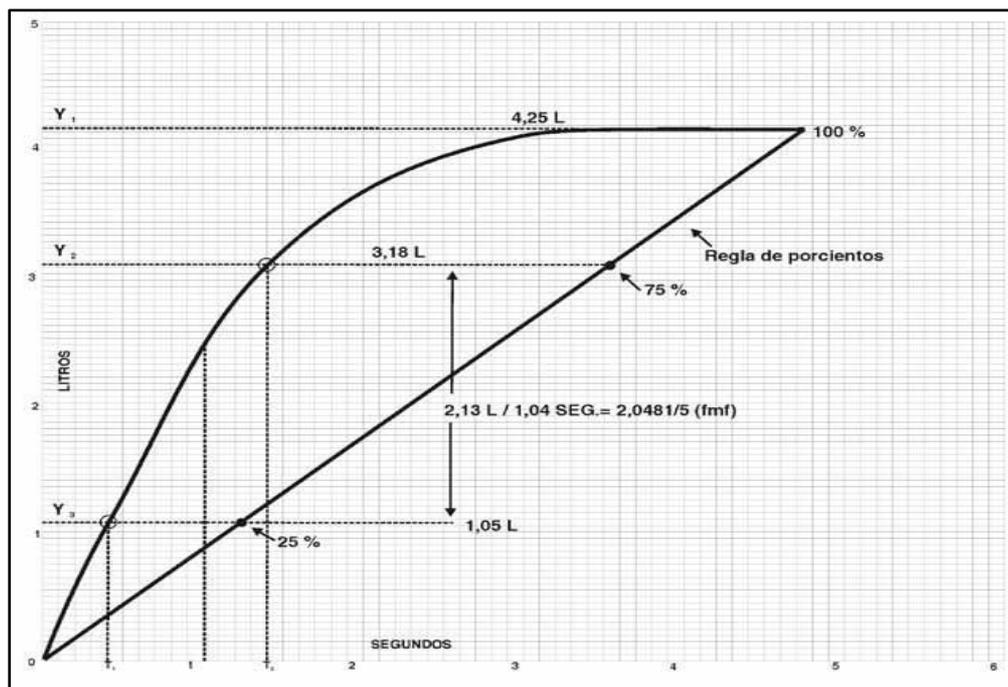


Figura 22.

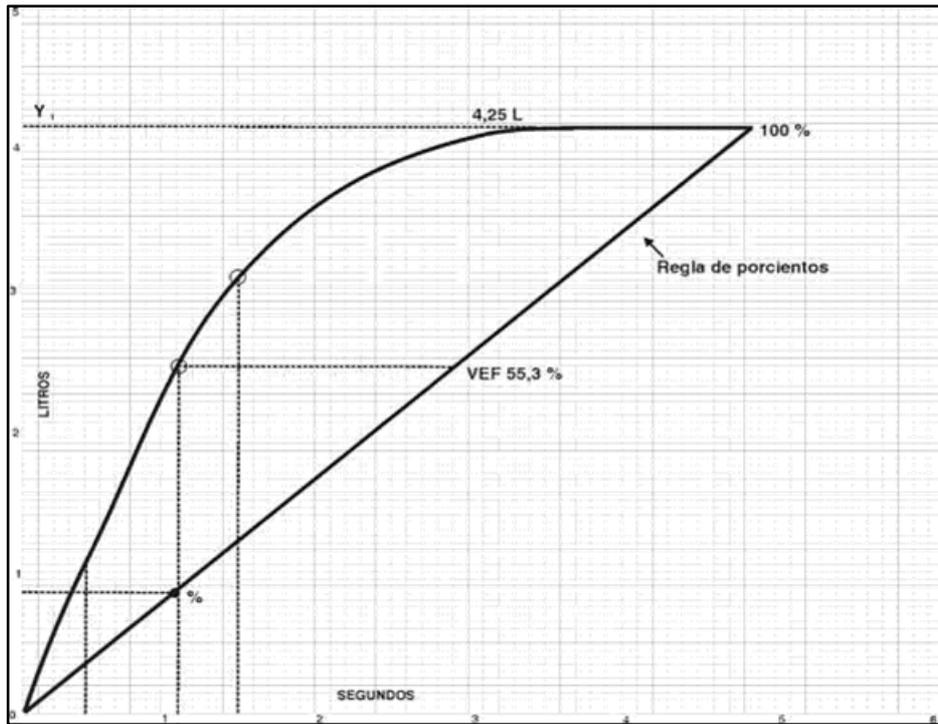


Figura 23.

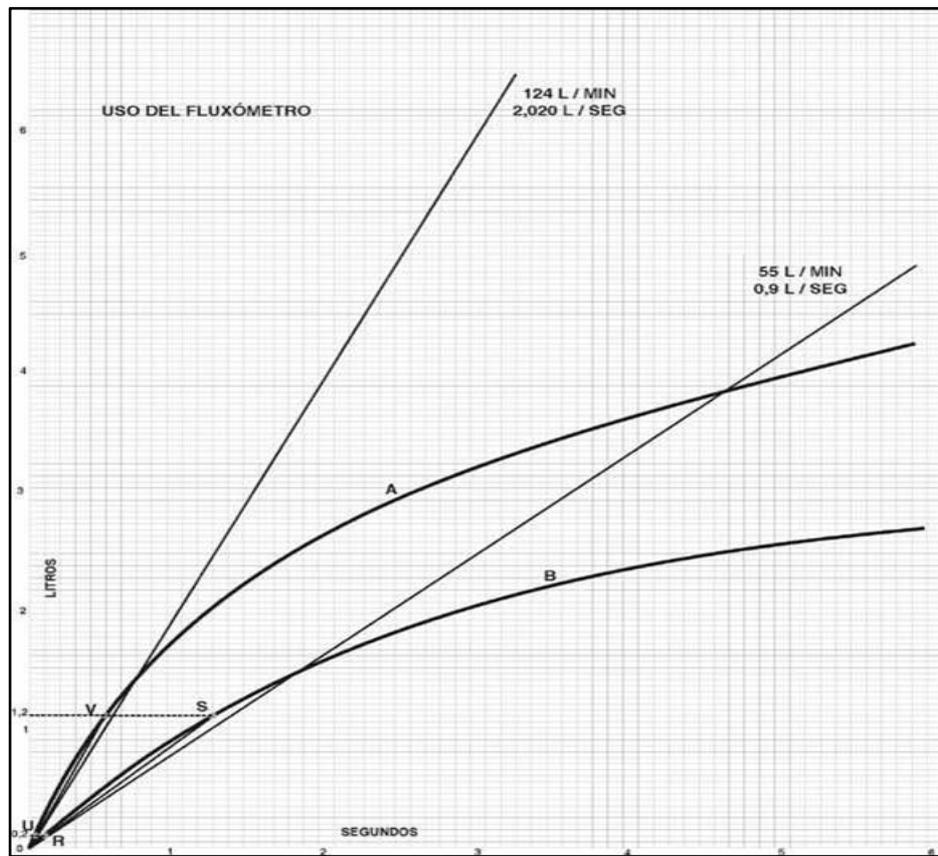


Figura 24.

EQUILIBRIO ÁCIDO - BASE

1) Analizar los siguientes casos utilizando las fórmulas de predicción:

Caso 1:

pH	7,46
pCO ₂	28,5 mmHg
PO ₂	63,0 mmHg
Bicarbonato	21,0 mMol/l
Exceso de base	-3,0 mMol/l
% saturación de O ₂	80,0 %

Caso 2:

pH	7,32
pCO ₂	38,0 mmHg
PO ₂	68,4 mmHg
Bicarbonato	20,0 mMol/l
Exceso de base	-4,3 mMol/l
% saturación de O ₂	93,0 %

Caso 3:

pH	7,61
pCO ₂	24 mmHg
PO ₂	82 mmHg
Bicarbonato	25 mMol/l
Exceso de base	1,5 mMol/l
% saturación de O ₂	93 %

Caso 4:

pH	7,49
pCO ₂	42 mmHg
PO ₂	90 mm Hg
Bicarbonato	25,0 mMol/l
Exceso de base	1,0 mMol/l
% saturación de O ₂	95 %

2) Resolver:

a) El pH de una solución buffer es de 6,5, siendo el pK del par buffer de 6,8.

Por lo tanto la relación entre la forma básica y la ácida es de:

- 20:1
- 3:1
- 2:1
- 1:2
- 1:3

b) Una solución buffer tiene un pK de 6,8. Si la disolución en la que se halla tiene un pH de 7,4 y la concentración del ácido del par buffer es de 20 mmol/l. ¿Cuánto vale la concentración de su base conjugada?

Fórmulas de predicción		Límite
Acidosis metabólica	$pCO_2 = (1,5 \times HCO_3^-) + 8 \quad +/- 2$	10 mmHg
Alcalosis metabólica	$pCO_2 = (0,7 \times HCO_3^-) + 20 \quad +/- 1,5$	55 mmHg
Acidosis respiratoria		
aguda	$HCO_3^- = \uparrow 1 \text{mEq por cada } 10 \text{ mmHg de } \uparrow pCO_2 \quad +/- 1$	30 mEq/l
crónica	$HCO_3^- = \uparrow 3,5 \text{mEq por cada } 10 \text{ mmHg de } \uparrow pCO_2 \quad +/- 1$	45 mEq/l
Alcalosis respiratoria		
aguda	$HCO_3^- = \downarrow 2 \text{mEq por cada } 10 \text{ mmHg de } \downarrow pCO_2 \quad +/- 1$	18 mEq/l
crónica	$HCO_3^- = \downarrow 5 \text{mEq por cada } 10 \text{ mmHg de } \downarrow pCO_2 \quad +/- 1$	12-15 mEq/l

RESOLUCIÓN DE PROBLEMAS FISIOLÓGICOS 2

1. Explique las características anatómicas y fisiológicas de la nefrona que le permiten concentrar la orina. ¿Qué papel cumple la nefrona distal en la concentración y dilución de la orina?
2. Explique la reabsorción de glucosa en túbulo proximal.
3. La depuración de agua libre será negativa en una persona que:
 - a) Bebe 2 litros de agua destilada en 30 minutos.
 - b) Empiece a excretar grandes volúmenes de orina con osmolaridad de 100 mOsm/l tras un traumatismo craneal grave.
 - c) Esté recibiendo tratamiento con litio para la depresión y tenga poliuria resistente a la administración de ADH.
 - d) Tenga un carcinoma pulmonar de células avelulares y excrete orina con osmolaridad de 1000 mOsm/l.
4. Indique con flechas como se altera la IFG ante las siguientes variaciones:

Variación	IFG
Vasodilatación arteriola aferente	
Vasodilatación arteriola eferente	
↑ Proteínas plasmáticas	
↑ Presión arterial	

RESOLUCIÓN DE PROBLEMAS FISIOLÓGICOS 3

1. Si la sangre arterial de una persona tiene un pH de 7,22 y una pCO₂ de 20 mHg,
 - a) ¿Cuál es la concentración de HCO₃?
 - b) ¿La ventilación está aumentada, disminuida o sin cambio (en comparación con la normal)?

2. En un paciente internado se realiza una determinación del estado ácido - básico en sangre arterial, hallándose un pH de 7,02, una presión de dióxido de carbono de 60 mm Hg, una concentración de bicarbonato de 15 mmol / l. La alteración del estado ácido básico que sufre es:
 - a) Acidosis respiratoria sin compensación metabólica.
 - b) Acidosis metabólica sin compensación respiratoria.
 - c) Alcalosis respiratoria con compensación metabólica.
 - d) Alcalosis metabólica con compensación respiratoria.
 - e) Acidosis metabólica y acidosis respiratoria.

3. Indique las situaciones que aumentan o disminuyen la secreción de H⁺.

Situación	Aumenta secreción de H ⁺	Disminución secreción de H ⁺
↑ del pH arterial		
↓ del pH arterial		
↑ del K plasmático		
↓ del K plasmático		
Contracción del LEC		
Expansión del LEC		
↓Carga filtrada de HCO ₃ ⁻		
Inhibidores de la AC		
↑ de aniones impermeantes		

AUTOEVALUACIÓN

1. ECG: ¿Cuál es el significado de cada una de las ondas y espacios del ECG? Ubicar en el ciclo cardíaco.
2. ¿Cuáles son las derivaciones existentes?
3. ¿Las ondas son iguales y del mismo sentido en todas las derivaciones?
4. Presión arterial: ruidos de Korotkof. En qué momento se detecta la PAS y PAD.
5. ¿Cómo varía la presión arterial con el gasto cardíaco y la resistencia periférica?
6. Acciones del sistema simpático y parasimpático sobre la circulación.
7. ¿Cuáles son las funciones del riñón?
8. Organización general de los riñones y aporte sanguíneo renal.
9. Diferencia entre nefronas corticales y glomerulares.
10. ¿Cuáles son los mecanismos renales?
11. ¿Cómo está constituida la membrana glomerular?
12. ¿Cuál es la capacidad de filtración de la membrana glomerular?
13. ¿Cuáles son las fuerzas que determinan la presión de filtración neta?
14. ¿Cuáles son las causas fisiológicas que aumentan o disminuyen la tasa de filtración glomerular?
15. ¿De qué depende el K_f ?
16. Cálculo de la intensidad de filtración glomerular: clearance de creatinina.
17. Mecanismos de transporte en túbulo proximal y principales sustancias que transporta.

18. Transporte de glucosa. Umbral. Tm.
19. Transporte de proteínas y aminoácidos.
20. Transporte de agua y solutos en Asa de Henle. Diferencias entre segmento descendente y ascendente.
21. Creación y mantenimiento del gradiente medular.
22. Recirculación de urea.
23. Permeabilidad al agua en túbulo colector.
24. ADH: ¿dónde se sintetiza?, ¿cuál es el estímulo para su liberación, lugar de acción y efecto?
25. ¿Cómo hace el riñón para eliminar una orina diluida y como hace para eliminar una orina concentrada?
26. Cálculo de CH_2O y TH_2O .
27. ¿Cómo se produce la micción?
28. ¿Cuáles son las presiones respiratorias?
29. Sustancia surfactante: composición y función.
30. Espirometría: ¿Cuál es la utilidad de los distintos parámetros calculados?
31. Ecuación de Henderson-Hasselbach.
32. ¿Cuál es la importancia del sistema bicarbonato?
33. ¿Cuál es la importancia del sistema amonio?
34. ¿Cómo se produce la regulación renal del equilibrio ácido-base?
35. ¿Cuáles son los factores que aumentan o disminuyen la secreción de protones?
36. ¿Cómo regula el sistema respiratorio el equilibrio ácido-base.

TRABAJO PRÁCTICO N° 8

GLÁNDULA PARATIROIDES

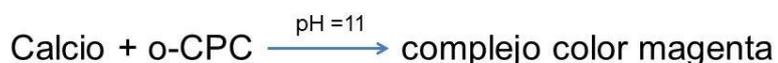
El calcio y el fósforo participan en numerosos procesos biológicos de tal importancia que se ha desarrollado un complejo sistema de regulación homeostática para mantener sus concentraciones séricas en unos límites muy estrechos. La glándula paratiroides forma parte de los numerosos sitios que regulan la homeostasis mineral junto con los principales órganos efectores intestino, riñón y hueso, sobre los que actúan las hormonas calciotropas PTH, vitamina D y calcitonina, modulando la absorción, eliminación y depósito de calcio y fósforo, de manera que se mantengan unos niveles séricos constantes. La interrelación entre el sistema hormonal y los niveles séricos de calcio y fósforo son tan estrechas que, con frecuencia, la interpretación de los cambios debe ser realizada en conjunto para que tenga sentido fisiológico.

En la evaluación de la homeostasis mineral se pueden realizar las siguientes determinaciones:

- a. Calcio total en suero y orina y calcio iónico en suero.
- b. Fósforo en suero y orina.
- c. Magnesio en suero y orina.
- d. Parathormona (PTH) sérica, vitamina D y calcitonina.
- e. Fosfatasa alcalina sérica.
- f. Marcadores de formación y resorción ósea (fosfatasa alcalina ósea, osteocalcina, propéptidos del colágeno tipo I, fosfatasa ácida, hidroxiprolina urinaria, piridinolina, deoxipiridinolina y telopéptidos del colágeno tipo I).

DETERMINACIÓN DE CALCIO

Fundamento del método (colorimétrico): El calcio reacciona con la o-cresolftaleín complexona (o-CPC) a pH alcalino, dando un complejo de color magenta (violáceo) que se mide fotocolorimétricamente a 570 nm.



Valores de referencia:

Suero: 8,50 - 10,50 mg/dl.

Orina: Adultos: 60 – 200 mg/24 h y Niños: < 4 mg/kg/día.

Muestra:

- Suero fresco: procesar en el día o conservar refrigerado. Los anticoagulantes complejan al calcio produciendo resultados erróneos. No interfieren: bilirrubina hasta 20 mg/dl (200 mg/l), triglicéridos hasta 680 mg/dl (6,8 g/dl), hemoglobina hasta 94 mg/dl y magnesio hasta 9,9 mg/dl.

- Orina de 24 horas: diluir 1/2 con agua destilada (1 ml orina + 1 ml agua destilada) agregando 1 gota de HCl concentrado.

A los efectos del trabajo práctico se sigue la siguiente técnica para recolectar orina: Se hace vaciar la vejiga de un alumno y se desecha, se le hace ingerir 300 ml de agua, a las 2 horas se le hace vaciar nuevamente la vejiga. Diluir ½ con agua destilada esta muestra y determinar la concentración de calcio en orina.

Técnica: En tres tubos de ensayo marcados B (Blanco), S (Estándar) y D (Desconocido) colocar:

	Blanco	Estándar	Desconocido
Agua destilada	20 ul		
Estándar		20 ul	
Muestra (suero u orina diluida)			20 ul
Reactivo único	0,8 ml	0,8 ml	0,8 ml

Mezclar. Incubar 5 minutos a temperatura ambiente. Leer absorbancia en espectrofotómetro a 570 nm llevando el aparato a cero con el blanco.

El color de reacción final es estable 20 minutos, por lo que la absorbancia debe ser leída dentro de este lapso. La ley de Beer se cumple hasta 20 mg/dl.

Reactivo A (Reactivo de color): solución de O – cresolftalein complexona y 8-hidroxiquinolina.

Reactivo B (Buffer): solución de aminometilpropanolol (AMP).

Reactivo único: mezcla de partes iguales de reactivo de color y buffer (Reactivo A y B).

Inestabilidad o deterioro de los reactivos: desechar cuando las lecturas de los blancos sean mayores o iguales a 0,600 D.O. (densidad óptica).

Estándar: solución de calcio 10 mg/dl.

Cálculos:

$$\text{Calcio sérico } \left(\frac{\text{mg}}{\text{dl}}\right) = D \times \text{factor} \qquad \text{factor} = \left(10 \frac{\text{mg}}{\text{dl}}\right)/S$$

$$\text{Calcio urinario } \left(\frac{\text{mg}}{\text{dl}}\right) = D \times \text{factor} \times \text{dilución}$$

Si la muestra de orina es de 24 h:

$$\text{Calcio urinario } \left(\frac{\text{mg}}{24 \text{ h}}\right) = D \times \text{factor} \times \text{dilución} \times \text{diuresis de 24h}$$

D: absorbancia del desconocido

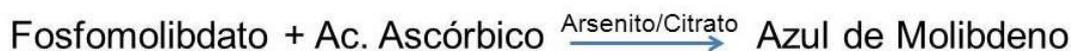
S: absorbancia del estándar.

Variaciones fisiológicas:

- Hipercalcemia: Niños (hasta 12 años) hasta 12 mg/dl.
- Hipocalcemia: Gestación y lactancia.

DETERMINACIÓN DE FÓSFORO

Fundamento del método (colorimétrico): El fosfato inorgánico reacciona en medio ácido con el molibdato para dar fosfomolibdato, que es reducido por el ácido ascórbico a azul de molibdeno, desarrollándose el color en medio arsenito/citrato. El arsenito/citrato se combina con el exceso de molibdato impidiendo su reacción posterior con el fosfato liberado de los ésteres lábiles. El color obtenido se mide entre 620 y 650 nm.



Valores de referencia:

Suero: Adultos: 2,50 - 4,50 mg/dl y Niños: 4,00- 6,50 mg/dl

Orina: 340 – 1000 mg/24 h

Muestra:

Suero o plasma (EDTA): separado de los glóbulos rojos dentro de las 2 h y efectuar la determinación inmediatamente. El oxalato interfiere. Conservar refrigerado.

Orina de 24 horas: Diluir 1/5 con agua destilada (0,4 ml orina + 1,6 ml agua destilada) agregando 1 gota de HCl concentrado.

A los efectos del trabajo práctico se sigue la siguiente técnica para recolectar orina: Se hace vaciar la vejiga de un alumno (y se desecha) y se le hace ingerir 300 ml de agua, a las 2 horas se le hace vaciar nuevamente la vejiga. Diluir esta muestra 1/5 y determinar la concentración de fósforo en orina.

Técnica:

Colocar tres tubos en baño de agua a 37°C.

	Blanco	Estándar	Desconocido
Estándar		20 ul	
Muestra (suero u orina diluida)			20 ul
Reactivo A	1 ml	1 ml	1 ml
Mezclar por agitación suave. Esperar por lo menos 30 segundos y no más de 2 minutos			
Reactivo B	1 ml	1 ml	1 ml
Mezclar. Esperar 30 segundos y no más de 2 minutos			
Reactivo C	1,5 ml	1,5 ml	1,5 ml

Mezclar por inversión. A los 10 min. Retirar del baño y leer en espectrofotómetro a 620 nm llevando el aparato en cero con el blanco. El color es estable 3 horas. La reacción colorimétrica sigue la ley de Beer hasta 16 mg/dl.

Nota: al agregar Reactivo A se produce turbiedad por precipitación proteica. Los agentes tensioactivos del Reactivo C provocan su redisolución total, obteniéndose una solución perfectamente límpida.

Reactivo A: Solución de molibdato de sodio 230 mmol/l en ácido clorhídrico 1 mol/l. Corrosivo, provoca irritación cutánea y ocular, quemaduras graves en la piel. En caso de contacto con los ojos enjuagar cuidadosamente con agua durante varios minutos. En caso de contacto con la piel lavar con agua y jabón abundantes.

Reactivo B: ácido ascórbico ($\geq 5,6$ mmol) desecado. Preparar con agua destilada.

Reactivo C: solución de arsenito de sodio 120 mmol/l en citrato de sodio 50 mmol/l con agentes tensioactivos. A bajas temperaturas puede precipitar, colocar el baño a 37°C. Mezclar por inversión antes de usar.

Estándar: equivale a 4 mg/dl de fósforo inorgánico.

Inestabilidad o deterioro de los reactivos: valores de blanco superiores a 0,050 D.O. (densidad óptica) indican contaminación. El reactivo B puede oxidarse a amarillearse por contaminación del agua destilada.

Cálculos:

$$\text{Pi sérico} \left(\frac{\text{mg}}{\text{dl}} \right) = D \times \text{factor} \qquad \text{factor} = \left(4 \frac{\text{mg}}{\text{dl}} \right) / S$$

$$\text{Pi urinario} \left(\frac{\text{mg}}{\text{dl}} \right) = D \times \text{factor} \times \text{dilución}$$

Si la recolección de orina es de 24 h:

$$\text{Pi urinario} \left(\frac{\text{mg}}{24\text{h}} \right) = D \times \text{factor} \times \text{dilución} \times \text{diuresis de 24h}$$

D: absorbancia del desconocido

S: absorbancia del estándar

PRECAUCIONES: Reactivo C: Nocivo en caso de ingestión o inhalación. Evitar el contacto con los ojos, la piel o la ropa. En caso de contacto con los ojos enjuagar cuidadosamente con agua durante varios minutos. En caso de contacto con la piel lavar con agua y jabón abundantes.

Variaciones fisiológicas:

- Hiperfosfatemia: Niños, trabajo muscular.
- Hipofosfatemia: Embarazo.

RESOLVER:

1. Complete y justifique cada caso

	↑ PTH	↓ PTH
Calcio sérico		
Fósforo sérico		
Calcio urinario		
Fósforo urinario		
Fosfatasa alcalina sérica		
AMPc urinario		

2. Completar el siguiente cuadro:

	Hipercalcemia	Hipocalcemia	Hiperfosfatemia	Hipofosfatemia
↑1,25-(OH) ₂ -coleciferol				

3. Los derivados hidroxilados del coleciferol (CC) más importantes son, en orden creciente de potencia antirraquítica:

- a) 1,25 dihidroxiCC, 24,25 dihidroxiCC, 25 hidroxiiCC.
- b) 24,25 dihidroxiCC, 25 hidroxiiCC, 1,25 dihidroxiCC.
- c) 1,25 dihidroxiCC, 25 hidroxiiCC , 24,25 dihidroxiCC.
- d) 24,25 dihidroxiCC, 1,25 dihidroxiCC, 25 hidroxiiCC.

4. Indique a nivel de cuales de los siguientes sitios actúa PTH:

- a) Osteoblastos.
- b) Osteoclastos.
- c) Osteocitos
- d) Asa de Henle.
- e) Nefrona distal.
- f) Túbulo proximal.
- g) Intestino delgado.

TRABAJO PRÁCTICO Nº 9

FISIOLOGÍA DIGESTIVA

SECRECIÓN SALIVAL

I) Secreción salival en condiciones basales y en respuesta a diferentes tipos de estímulos

A) Secreción salival en condiciones basales:

Se mide el volumen de secreción producido por las glándulas salivales durante un período de 10 minutos.

1. Deglutir la pequeña cantidad de saliva presente en la boca, anotar la hora y a partir de este momento, dejar de deglutir hasta que finalice la prueba.
2. Por medio de un embudo, recoger la saliva producida a intervalos regulares de 2 min, hasta un total de 10, en la probeta marcada con la B.
3. Un minuto después de cada expulsión leer el nivel alcanzado por el líquido en la probeta, anotar solamente el nivel alcanzado por el líquido, ignorando la espuma presente en la parte superior.
4. Registrar los valores obtenidos en un gráfico.

B) Secreción salival en respuesta a estímulos de tipo químico y mecánico

Se sigue un procedimiento idéntico al del apartado anterior

1. Estimulación mecánica, por medio de la masticación de un pequeño tubo de goma y recogiendo la saliva en la probeta M.
2. Estimulación química, por medio de un pequeño fragmento o cristal de cloruro sódico colocado sobre la lengua, recogiendo la saliva en la probeta Q. Comparar las curvas obtenidas.

Guardar la saliva para las pruebas posteriores.

II) Viscosidad de la saliva

1. Preparar dos tubos de ensayo M.
2. Depositar unos 2 ml de saliva en cada uno de ellos.
3. Añadir 10 gotas de ácido acético al 5% al tubo N° 1 y 10 gotas de A.D. al tubo N° 2.
4. Agitar bien los tubos y dejarlos en una gradilla hasta que finalice la experiencia siguiente.
5. Observar el efecto producido por el ácido acético. Comparar la viscosidad de la saliva con ácido acético con la de la muestra normal.

DIGESTIÓN SALIVAL

Procedimiento:

1. Con la ayuda de un embudo y gasa, o algodón hidrófilo, filtrar las muestras de saliva obtenidas anteriormente, recogiendo el filtrado en recipiente adecuado.
2. Mientras tiene lugar la filtración, preparar una gradilla con dos tubos de ensayo numerados.
3. Depositar: - 2 ml de disolución de almidón hervido al 1% en cada uno.
- 2 ml de agua destilada en cada uno.
4. En un tubo de ensayo grande, hervir una pequeña cantidad de saliva, dejándola enfriar después hasta temperatura ambiente.
5. Por medio de una pipeta Pasteur, añadir a los tubos 3 gotas de la preparación (enzima) correspondiente: Saliva normal al tubo 1
Saliva hervida al tubo 2.
6. Anotar el momento en que se añade la disolución de enzima a los tubos.
7. Inmediatamente y a intervalos de 3 min tomar una gota de cada una de las muestras, empleando pipeta Pasteur distinta para cada tubo, y colocarla sobre una placa de porcelana, agregar una gota de disolución de Lugol:

Prueba positiva (+): color azul negrozco (indica almidón sin hidrolizar).

Prueba negativa (-): desaparición del color azul (acromia- indica almidón totalmente hidrolizado).

La prueba continuará hasta que resulte negativa en dos lecturas consecutivas o hasta que haya transcurrido un tiempo total de 15 min.

Determinar el momento en que la prueba de Lugol se hace negativa y anotar el tiempo transcurrido (Tabla 24).

Tabla 24.

Tubo	Tº	Sustrato	Tiempo						
			Enzima	0	3	6	9	12	15
1	37	2 ml. Almidón 2 ml. A.D.	3 gotas saliva						
2	37	2 ml. Almidón 2 ml.A.D.	3 gotas saliva hervida						

EVALUACIÓN DE LA DIGESTIÓN DE PROTEÍNAS POR LA PEPSINA

Durante la digestión, las células principales de las glándulas del estómago segregan una enzima, llamada pepsina, que digiere proteínas. La pepsina hidroliza los enlaces peptídicos.

Esta actividad enzimática rompe las proteínas y polipéptidos ingeridos en péptidos pequeños y aminoácidos libres. En esta actividad, se utilizará BAPNA como sustrato para evaluar la actividad de la pepsina. BAPNA es un “péptido” sintético que cuando se hidroliza libera un producto de color amarillo.

Las soluciones de BAPNA se vuelven amarillas en presencia de una peptidasa activa, como la pepsina, pero si no es así, se mantienen incoloras.

Para cuantificar la actividad de la pepsina en cada solución de prueba, se utilizará un espectrofotómetro, que mide la intensidad del color producido. Un espectrofotómetro emite luz que pasa a través de la muestra y mide la cantidad de luz absorbida. La fracción de luz absorbida se expresa como densidad óptica de la muestra. Las soluciones de color amarillo, donde el BAPNA se ha hidrolizado, tienen una densidad óptica mayor de cero. Cuanto mayor sea la hidrólisis, mayor será la densidad óptica. Las soluciones incoloras, por el contrario, no absorben luz y tendrán una densidad óptica próxima a cero.

En esta actividad se incluyen algunos controles negativos que deben dar un resultado negativo. Resultados negativos con controles negativos validan el experimento. Los controles negativos se utilizan para saber si ha habido sustancias contaminantes en la reacción. Por lo tanto, cuando se obtiene un resultado positivo, pero se debería obtener un resultado negativo, existe contaminación.

Equipo utilizado: En la pantalla aparecerá lo siguiente: pepsina –una enzima que digiere péptidos; BAPNA –un “péptido” sintético; soluciones amortiguadoras de pH –que se utilizan para ajustar el pH de la solución; agua desionizada –utilizada para ajustar el mismo volumen en todas las reacciones; tubos de ensayo –donde ocurren las reacciones; una unidad de incubación – que se utiliza para tratamientos térmicos (ebullición e incubación a 37°C); un espectrofotómetro –se encuentra en el armario de análisis y se utiliza para medir la densidad óptica de las soluciones (Figura 25).

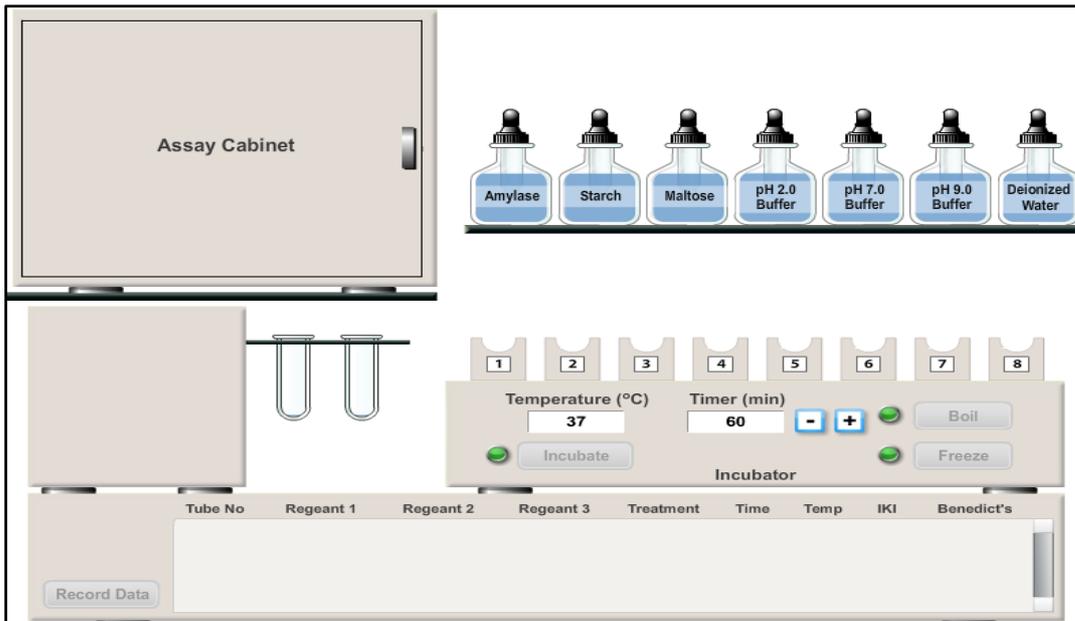


Figura 25. Pantalla del simulador

Instrucciones

1. Arrastrar un tubo de ensayo hasta la primera ranura (1) de la unidad de incubación. Los cinco tubos restantes se colocarán automáticamente en la unidad de incubación.
2. Añadir a los tubos del 1 al 6, las sustancias indicadas a continuación:
 - Tubo 1: pepsina, BAPNA, tampón pH 2,0.
 - Tubo 2: pepsina, BAPNA, tampón pH 2,0.
 - Tubo 3: pepsina, agua desionizada, tampón pH 2,0.
 - Tubo 4: agua desionizada, BAPNA, tampón pH 2,0.
 - Tubo 5: pepsina, BAPNA, tampón pH 7,0.
 - Tubo 6: pepsina, BAPNA, tampón pH 9,0.

Para añadir una sustancia a un tubo de ensayo, arrastrar el tapón cuentagotas del frasco correspondiente, situado en el estante de soluciones, hasta la parte superior del tubo de ensayo.

3. Pulsar en el número (1) bajo el primer tubo de ensayo. El tubo descenderá a la unidad de incubación. El resto de los tubos deben permanecer en la posición elevada.
4. Pulsar en Hervir (*Boil*) para hervir el contenido del primer tubo. Después de hervir durante unos momentos, el tubo subirá automáticamente.



Para continuar, responder la siguiente pregunta:
¿Cuál de los siguientes tubos son tubos de control negativo?

- Tubo 2
- Tubo 3
- Tubo 4
- Tubos 2 y 4
- Tubos 3 y 4

5. Pulsar en Incubar (*Incubate*) para iniciar la incubación.

Observar que la temperatura de incubación está en 37 °C y el temporizador se ha fijado en 60 min. La unidad de incubación agitará suavemente el soporte de tubos de ensayo y mezclará de manera uniforme su contenido durante la incubación. La simulación comprime el periodo de tiempo (60 minutos) hasta 10 segundos de tiempo real, así los 60 minutos de incubación se convierten en tan solo 10 segundos en la simulación. Cuando haya transcurrido el tiempo de incubación, el soporte de los tubos de ensayo subirá automáticamente y las puertas del armario de análisis se abrirán. El espectrofotómetro se encuentra en el armario de análisis.

¿A qué pH la pepsina tendrá la actividad máxima?



Para continuar, responder la siguiente pregunta:
¿A qué pH cree que la pepsina tendrá la mayor actividad?

- pH 2,0
- pH 7,0
- pH 9,0
- La actividad de la pepsina seguirá siendo la misma independientemente del pH.

6. Ahora se utilizará el espectrofotómetro para medir la intensidad de color amarillo que se ha producido en la hidrólisis de BAPNA. Arrastrar el primer tubo de la unidad de incubación hasta la ranura del espectrofotómetro y dejar caer el tubo en el soporte.

7. Pulsar en Analizar (*Analyze*). El espectrofotómetro emitirá una luz que pasará a través de la solución para medir la luz absorbida, es decir, medirá la densidad óptica de la solución. La densidad óptica se muestra en el indicador de densidad óptica (*Optical Density*).

8. Pulsar en Guardar datos (*Record Data*) para mostrar los resultados en la

pantalla. Registrar los valores en la Tabla 25.

9. Arrastrar el tubo hasta su posición inicial en la unidad de incubación.



Para continuar, responder la siguiente pregunta:

Una densidad óptica mayor que cero indica que:

- La digestión de BAPNA ha ocurrido.
- La digestión con BAPNA no ha ocurrido.
- La pepsina no está activa.
- La pepsina está activa.
- Se ha producido digestión con BAPNA y la pepsina está

10. Analizar los restantes cinco tubos repitiendo estos pasos.

- Arrastrar el tubo desde la unidad de incubación hasta la ranura del espectrofotómetro y deja caer el tubo en el soporte.
- Pulsar en Analizar (*Analyze*).
- Arrastrar el tubo a su posición inicial en la unidad de incubación.

Después de haber analizado los cinco tubos, pulsar en Guardar datos (*Record Data*) para mostrar los resultados en la pantalla. Anotar los resultados en la Tabla 25.

Tabla 25.

Tubo N°	Contenido	Condiciones de incubación	Densidad óptica
1	Pepsina, BAPNA, Tampón pH 2	Hervir y después incubar a 37 °C, 60 min.	
2	Pepsina, BAPNA, Tampón pH 2	37 °C, 60 minutos	
3	Pepsina, Agua desionizada, Tampón pH 2	37 °C, 60 minutos	
4	Agua desionizada, BAPNA, Tampón pH 2	37 °C, 60 minutos	
5	Pepsina, BAPNA, Tampón pH 7	37 °C, 60 minutos	
6	Pepsina, BAPNA, Tampón pH 9	37 °C, 60 minutos	

Consignas de la actividad:

1. Describir la importancia que tiene un pH óptimo en la actividad de la pepsina, según se ha observado en la simulación, y en la secreción de pepsina por las células principales de las glándulas gástricas.
2. ¿La pepsina es activa en la boca? Razona tu respuesta.
3. ¿Cuáles son los productos de la digestión de un péptido?
4. Describir la razón para incluir el tubo 4 como control.

EVALUACIÓN DE LA DIGESTIÓN DE LAS GRASAS POR LA LIPASA

Durante la digestión, se secretan sales biliares en el intestino delgado con el fin de emulsionar físicamente los lípidos. Las sales biliares actúan como un detergente, separando los acúmulos de lípidos y aumentando la superficie accesible a la enzima lipasa.

La lipasa hidroliza cada triglicérido dando un monoglicérido y dos ácidos grasos. Además de la lipasa pancreática que actúa en el intestino delgado, se secretan también la lipasa lingual (lipasa salival) y la lipasa gástrica.

Debido a que algunos de los productos finales de la digestión de las grasas son ácidos (ácidos grasos), la actividad de la lipasa se puede medir fácilmente observando el pH de la solución. Una solución que contiene ácidos grasos liberados por la actividad de la lipasa, tendrá un pH inferior que una solución sin la producción de estos ácidos grasos.

Equipo utilizado: En la pantalla aparecerá lo siguiente: lipasa –una enzima que digiere los triglicéridos; aceite vegetal –una mezcla de triglicéridos; sales biliares– una solución que separa físicamente las grasas en pequeñas gotitas; soluciones amortiguadoras de pH – que se utilizan para ajustar el pH de la solución; agua desionizada –utilizada para ajustar el mismo volumen en todas las reacciones; tubos de ensayo –donde ocurren las reacciones; una unidad de incubación –que se utiliza para tratamientos térmicos (ebullición e incubación a 37°C); un medidor de pH – que se encuentra en el armario de análisis y se utiliza para medir el pH (Figura 26).

Instrucciones

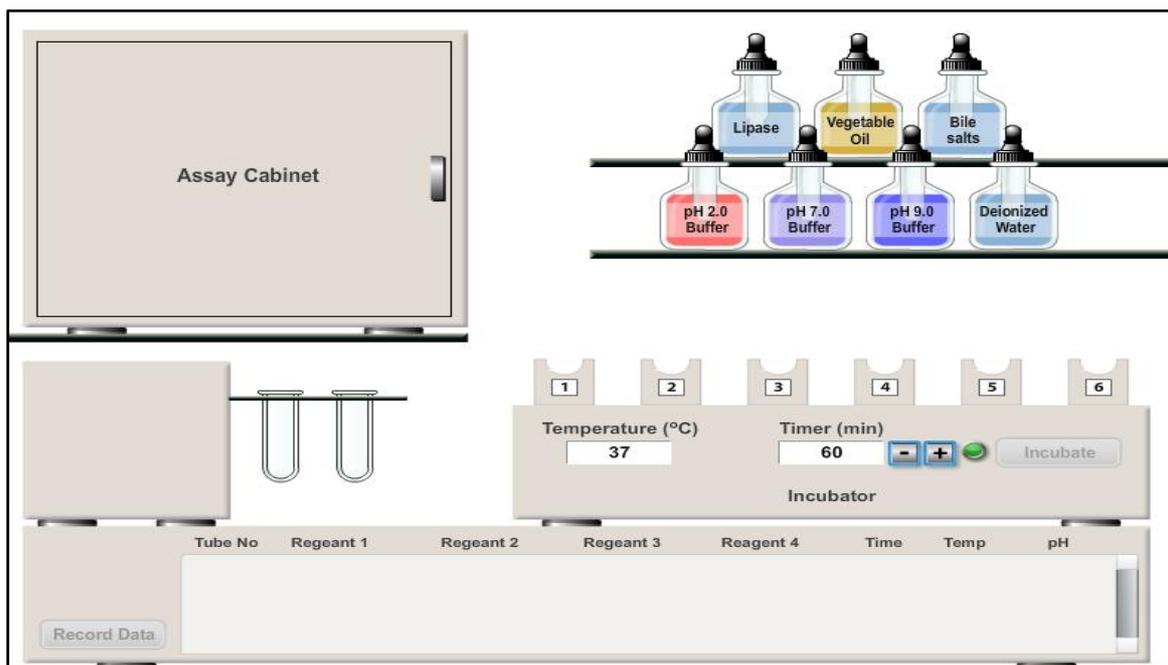


Figura 26. Pantalla del simulador

Incubación

1. Arrastrar un tubo de ensayo hasta la primera ranura (1) de la unidad de incubación. Los cinco tubos restantes se colocarán automáticamente en la unidad de incubación.

2. Añadir a los tubos del 1 al 6, las sustancias indicadas a continuación:

Tubo 1: lipasa, aceite vegetal, sales biliares, tampón pH 7,0.

Tubo 2: lipasa, aceite vegetal, agua desionizada, tampón pH 7,0.

Tubo 3: lipasa, agua desionizada, sales biliares, tampón pH 9,0.

Tubo 4: agua desionizada, aceite vegetal, sales biliares, tampón pH 7,0.

Tubo 5: lipasa, aceite vegetal, sales biliares, tampón pH 2,0.

Tubo 6: lipasa, aceite vegetal, sales biliares, tampón pH 9,0.

Para añadir una sustancia a un tubo de ensayo, arrastrar el tapón cuentagotas del frasco correspondiente, situado en el estante de soluciones, hasta la parte superior del tubo de ensayo.



Para continuar, responder la siguiente pregunta:

¿Qué se mide observando el pH?

- Actividad de la lipasa
- Liberación de ácidos grasos
- Hidrólisis de sales biliares
- Actividad de la lipasa y liberación de ácidos grasos
- Actividad de la lipasa e hidrólisis de sales biliares

3. Pulsar en Incubar (*Incubate*) para iniciar la incubación.

Observar que la temperatura de incubación está en 37 °C y el temporizador se ha fijado en 60 min. La unidad de incubación agitará suavemente el soporte de tubos de ensayo y mezclará de manera uniforme su contenido durante la incubación. La simulación comprime el periodo de tiempo (60 minutos) hasta 10 segundos de tiempo real, así los 60 minutos de incubación se convierten en tan solo 10 segundos en la simulación. Cuando haya transcurrido el tiempo de incubación, el soporte de los tubos de ensayo subirá automáticamente y las puertas del armario de análisis se abrirán.



Para continuar, responder la pregunta:

¿En qué tubo crees que habrá mayor actividad lipasa?

- Tubo 1.
- Tubo 2.
- Tubo 3.
- Tubo 4.
- Tubo 5.
- Tubo 6.

4. Cuando se abran las puertas del armario de análisis, podrás ver en su interior un analizador de pH, que usaras para medir el pH de tus muestras. Arrastrar el primer tubo de la unidad de incubación hasta la ranura del medidor y dejar caer el tubo en el soporte.

5. Pulsar en Medir pH (*Measure pH*). Bajará una sonda hasta la muestra, leerá el pH y se retirará.

6. Pulsar en Guardar datos (*Record Data*) para mostrar los resultados en la pantalla. Anótalos en la Tabla 21

7. Arrastrar el tubo a su posición inicial en la unidad de incubación.

8. Medir el pH de los restantes cinco tubos repitiendo los siguientes pasos. Arrastrar el tubo desde la unidad de incubación hasta la ranura del medidor y deja caer el tubo en el soporte. Pulsar en Medir pH (*Measure pH*). Arrastrar el tubo a su posición inicial en la unidad de incubación.

Después de haber medido el pH de los cinco tubos, pulsar en Guardar datos (*Record Data*). Anotar los resultados en la Tabla 26.

Tabla 26.

Tubo Nº	Contenido	Condiciones de incubación	pH
1	Lipasa, Aceite vegetal, Sales biliares, Tampón pH 7	37 °C 60 minutos	
2	Lipasa, Aceite vegetal, Agua Desionizada, Tampón pH 7	37 °C 60 minutos	
3	Lipasa, Agua desionizada, Sales biliares, Tampón pH 9	37 °C 60 minutos	
4	Agua desionizada, Aceite vegetal, Sales biliares, Tampón pH 7	37 °C 60 minutos	
5	Lipasa, Aceite vegetal, Sales biliares, Tampón pH 2	37 °C 60 minutos	
6	Lipasa, Aceite vegetal, Sales biliares, Tampón pH 9	37 °C 60 minutos	



- Para continuar, responder la siguiente pregunta:
¿Por qué es difícil detectar si la lipasa está activa en el tubo 5?
- Falta el sustrato.
 - Falta la enzima.
 - Faltan las sales biliares.
 - El pH ya es muy bajo, por lo que una disminución en el pH puede ser difícil de detectar.

Consignas de la actividad:

1. Describir como se mide la actividad de la lipasa en la simulación.
2. ¿Se puede determinar si se produjo hidrólisis de grasas en el tubo 5? Justifique su respuesta.
3. La lipasa pancreática ¿Es activa en la boca? Justifique su respuesta.
4. Describir la separación física de las grasas por las sales biliares.

DIGESTIÓN INTESTINAL

Verificación del poder emulsionante de la bilis

Se preparan dos tubos de ensayos:

1. Se agrega 1 ml de agua y unas gotas de aceite
2. Se agrega 1 ml de agua, unas gotas de aceite y bilis.
3. Se agitan ambos tubos, y por simple observación y comparación se comprueba el poder emulsionante.

RESOLVER:

1. Completar los siguientes cuadros.

	Función	Secreción salival	Secreción pancreática	Secreción gástrica	Secreción intestinal	Acción
Amilasa						
Lipasa						
Gastrina						
CCK						

	Función	Secreción salival	Secreción pancreática	Secreción gástrica	Secreción intestinal	Acción
Secretina						
Acetilcolina						
Nucleotidasa						
Peptidasa						

2. ¿Cuál de las siguientes sustancias debe digerirse antes de ser absorbida en el intestino delgado?:

- a. Ca
- b. Alanina
- c. Fructosa
- d. Sacarosa
- e. Colesterol.

3. ¿Qué reacciones son catalizadas por la tripsina?:

- a. Conversión de pepsinógeno a pepsina,
- b. Conversión de tripsinógeno a tripsina,
- c. Conversión de procarboxipeptidasa a carboxipeptidasa.

4. ¿Qué es el efecto colagogo?

- a. Es la contracción de la vesícula biliar y relajación del esfínter de Oddi mediado por CCK duodenal.
- b. Es la relajación de la vesícula biliar y contracción del esfínter de Oddi mediado por CCK duodenal.
- c. Es un efecto desencadenado a partir del duodeno debido a la presencia de lípidos en su luz.
- d. a y c son correctas.
- e. b y c son correctas.

RESOLUCIÓN DE PROBLEMAS FISIOLÓGICOS 4

1. Complete la tabla indicando en:

Estructura química: si es una hormona esteroidea (E), derivada de un aminoácido (AA) o proteína/péptido (P).

Ubicación del receptor: intracelular (I), en la superficie de la membrana celular (MC).

Estructura química	Sitio de secreción	Ubicación del receptor
	Hipófisis	
	Tiroides	
	Corteza Suprarrenal	
	Pineal	
	Medula Suprarrenal	
	Hipotálamo	
	Gónadas	
	Páncreas	
	Paratiroides	

2. Explique cómo varían los niveles séricos de insulina en función del tiempo, ante la sobrecarga de glucosa. (hasta las 2 h).

3. Explique la síntesis de Vitamina D y factores reguladores.

4. El efecto de la insulina en el transporte de glucosa consiste en:
- a) Permitir el transporte contra un gradiente de concentración.
 - b) Aumentar la síntesis y traslocación del transportador GLUT4.
 - c) Fomentar el transporte a través del epitelio tubular del riñón.
 - d) Fomentar el transporte hacia el cerebro.
 - e) Fomentar el transporte a través de la mucosa intestinal.

5. Realice un cuadro con las hormonas digestivas gastrina, secretina y colecistoquinina.

Hormona	Lugar de síntesis	Lugar de acción	Factores de liberación	Factores de inhibición
Secretina				
Gastrina				
CCK				

AUTOEVALUACIÓN

1. Definir qué es una hormona y de qué manera actúa.
2. Clasificación de las hormonas según su estructura química. Ejemplos.
3. Clasificación de las hormonas según su modo de liberación.
4. Síntesis y secreción de hormonas peptídicas.
5. Síntesis y secreción de hormonas amínicas o derivadas de aminoácidos.
6. Secreción y síntesis de hormonas esteroideas.
7. Síntesis y secreción de hormonas eicosanoides.
8. Receptores hormonales: concepto y localización.
9. Regulación del número de receptores.
10. Receptores unidos a proteínas G. Mecanismos de 2dos mensajeros.
11. Sistema de la adenilciclase.
12. Activación del sistema del fosfatidilinositol.
13. Activación del sistema calcio-calmodulina.
14. Sistema de la tirosina quinasa.
15. Mecanismos de acción hormonal a través de la activación de genes (hormonas esteroideas y tiroideas).
16. Regulación del sistema endócrino.
17. Secreción hormonal. Mecanismos de retroalimentación.
18. Transporte hormonal.
19. Eliminación hormonal.
20. Interacción parácrina entre las hormonas pancreáticas.

21. Síntesis de insulina.
22. ¿Cómo se produce la activación del receptor de la insulina? ¿Qué tipo de receptor es?
23. Efecto de la insulina sobre hidratos de carbonos, proteínas y grasas.
24. ¿Cuáles son los transportadores de glucosa que dependen de la insulina? ¿En qué tejidos se encuentran?
25. ¿Cómo se produce la secreción de insulina ante la elevación de la glucosa?
26. ¿En qué zona de la glándula suprarrenal se produce la síntesis de cortisol y por qué?
27. Acciones del cortisol sobre los hidratos de carbono, proteínas y grasas.
28. ¿Cuál es el estímulo para la liberación de cortisol?
29. ¿Cómo se regula su secreción?
30. Efectos del cortisol sobre: células sanguíneas, sobre la inflamación, pulmón fetal, hueso, acidez estomacal, riñón.
31. Efectos renales de PTH. ¿Sobre qué zonas de la nefrona actúa? ¿Qué acción tiene sobre calcio y fósforo?
32. Efectos de PTH sobre células óseas, ¿Cuáles de ellas poseen receptores para la hormona? explicar el mecanismo de acción rápido y lento.
33. ¿Cómo se sintetiza el metabolito activo de la Vitamina D?
34. ¿Cómo está regulada la síntesis de Vitamina D?
35. Glándula Tiroides: ubicación anatómica.
36. Metabolismo del yodo.
37. Síntesis y secreción de las hormonas tiroideas: síntesis, secreción y transporte plasmático.
38. Metabolismo de las hormonas tiroideas.

39. Control de la función tiroidea: eje hipotálamo- hipofiso-tiroideo
40. Comparación de las funciones de T3 y T4.
41. Receptores de hormonas tiroideas.
42. Mecanismo de acción de las hormonas tiroideas.
43. Describir las acciones de las hormonas tiroideas: acciones metabólicas, efectos sobre el sistema nervioso, sobre el crecimiento, sobre el sistema circulatorio, etc.
44. Pruebas para evaluar la función tiroidea.
45. Secreciones salivales: contenido, glándulas que la producen y sobre que alimentos actúa.
46. Secreción gástrica: contenido que secreta cada una de las glándulas, sobre qué tipos de alimentos actúa y como está regulada la liberación.
47. Secreción pancreática: contenido, sobre qué tipos de alimentos actúa y como está regulada la liberación.
48. Cómo se absorben los distintos nutrientes a lo largo del tubo digestivo.

ANEXO

NORMAS BÁSICAS DE BIOSEGURIDAD

Definición

La bioseguridad se puede definir como la seguridad y protección de todo lo viviente.

El trabajo de laboratorio, en mayor o menor grado está sujeto a riesgos de todo tipo; debemos conocerlos para poder evitarlos.

Áreas de circulación

La circulación indiscriminada constituye a menudo un factor importante de propagación de agentes infecciosos, se deben diagramar zonas según los riesgos de las tareas que se desarrollen.

Material de protección

Ropa: Toda persona debe llevar ropa protectora (chaquetilla) durante su permanencia en el laboratorio, la que será para uso exclusivo de ésta área.

Guantes: Usar siempre guantes descartables que se adaptan perfectamente a las manos (látex), a fin de no perder tacto ni maniobrabilidad, pero recordar que éstos evitan las salpicaduras pero no los pinchazos.

Material de bioseguridad

Accesorios para pipetas: Depende del trabajo a realizar pudiendo tratarse de propipetas de goma, boquillas descartables, dispensero, pipetas automáticas, etc.

Recipientes: Es necesario disponer de bidones y botellas para almacenamiento de reactivos y descarte de material biológico (el cual deberá contener lavandina al 1%).

Limpieza: Primero se hace limpieza general y luego desinfección con lavandina al 0,2% (mesadas).

Técnica de trabajo

Uso correcto de agujas y jeringas

Riesgos:

- Inyección accidental.
- Formación de aerosoles.
- Derrames

Se recomienda:

- La extracción de sangre debe hacerse siempre con guantes de látex.
- Usar material descartable.
- Una vez realizada la extracción nunca se intentará volver a poner el capuchón protector.
- No se debe separar la aguja de la jeringa con las manos, usar los descartadores.
- Una vez usadas las jeringas se las debe colocar en recipientes con lavandina al 1%, se debe llenar la jeringa con el mismo, sacar el émbolo y dejarlos 30 minutos en el líquido.
- Descartar el material utilizado según normas de bioseguridad vigentes.

Uso correcto de pipetas**Riesgos:**

- Derrame
- Formación de aerosoles
- Ingestión de sustancias peligrosas

Se recomienda:

- No pipetear con la boca, usar boquillas, propipetas, dispensadores, etc.
- Las pipetas usadas se deben colocar en un recipiente con lavandina al 1%, logrando la inmersión completa, dejarlas por 30 minutos y enjuagarlas con suficiente agua.

Uso de centrífugas:

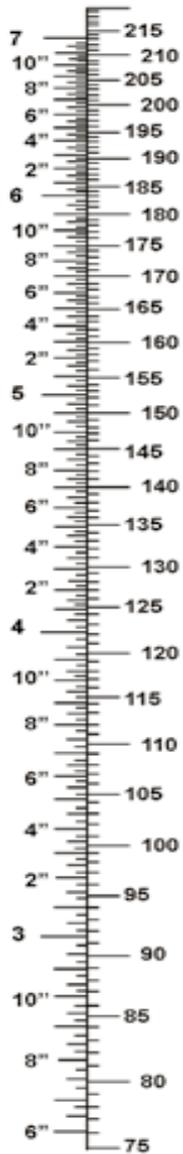
- Se deben equilibrar los tubos antes de centrifugar.
- Se iniciará la rotación lentamente y se irá aumentando a velocidad de a poco.
- No se debe abrir la centrífuga en movimiento y menos aún detenerla con las manos.

Baño Termostatzado:

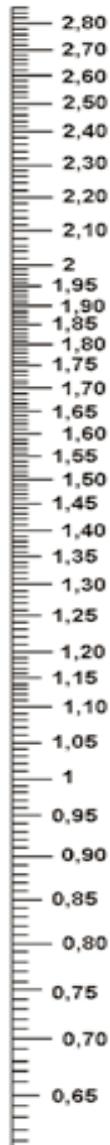
- Agregar lavandina al 1% al agua y cambiarla con frecuencia, debido a la gran multiplicación bacteriana que se produce.

TABLA DE DUBOIS PARA EL CÁLCULO DE LA SUPERFICIE CORPORAL

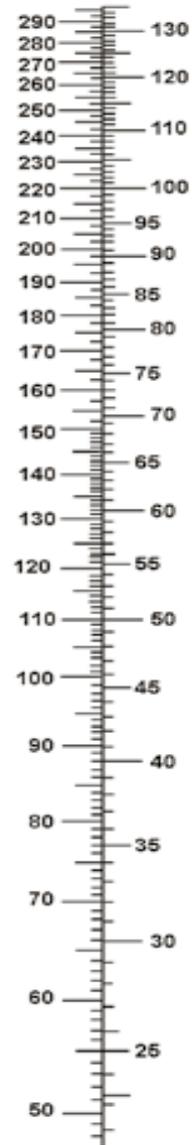
Altura (cm)



Superficie corporal (m²)



Peso (Kg)



Fórmulas para el cálculo del clearance de creatinina

http://www.renal.org.ar/utilitarios_dubois.php

https://www.kidney.org/professionals/KDOQI/gfr_calculatorCoc

https://www.kidney.org/professionals/kdoqi/gfr_calculator

https://www.kidney.org/professionals/KDOQI/gfr_calculatorPed

BIBLIOGRAFÍA BÁSICA

- GUYTON A. *Tratado de fisiología Médica*. Ed. Interamericana. 13ª. Ed. 2013.
- BERNE Y LEVY. *Fisiología*. B. Stanton y B. Koepfen, 6ª. Ed. 2009.
- CINGOLANI HOUSSAY. *Fisiología Humana*. Ed. El Ateneo, 7ª. Ed. 2002.
- GANONG W.F. *Fisiología Médica*. Ed. Interamericana. 23ª. Ed. 2010.
- CONSTANZO L. *Fisiología*. Elsevier 5ª. Ed. 2014.

