

# FISIOLOGIA COMPARADA E HIGIENE

JORGE ADOLFO NIETO DIAZ

COLECCION  
GUIAS DE LABORATORIO



UNIVERSIDAD DE LA SALLE  
FACULTAD DE CIENCIAS DE LA EDUCACION  
DEPARTAMENTO DE QUIMICA Y BIOLOGIA  
BOGOTA, D. E.

**FISIOLOGIA COMPARADA E HIGIENE**

**JORGE ADOLFO NIETO DIAZ**

**COLECCION  
GUIAS DE LABORATORIO**

**UNIVERSIDAD DE LA SALLE  
FACULTAD DE CIENCIAS DE LA EDUCACION  
DEPARTAMENTO DE QUIMICA Y BIOLOGIA  
SANTA FE DE BOGOTA, D.C.  
1990**

## TABLA DE CONTENIDO

	Pag.
Evaluación sensorial.	5
Transporte activo.	8
Transporte pasivo.	9
Digestión, primera parte.	11
Digestión, segunda parte.	12
Digestión, tercera parte.	13
Circulación, primera parte.	15
Circulación, segunda parte.	16
Respiración, primera parte.	19
Respiración, segunda parte.	21
Excreción, primera parte.	24
Excreción, segunda parte.	25
Anexo para el Laboratorio.	28
Bibliografía.	32

## INTRODUCCION

La fisiología animal es una rama de la biología, cuyo objetivo principal, es explicar el funcionamiento de los organismos vivos; inicialmente relaciona los órganos con el cuerpo y en segunda instancia el cuerpo con el medio ambiente.

Muchos de los procesos fisiológicos se han llegado a conocer por procedimientos indirectos, pues la mayoría de ellos son difíciles de observar a simple vista; tal es el caso de la conducción de los impulsos electroquímicos para llevar las informaciones desde los órganos afectados hasta los centros de control.

Esta colección de guías de laboratorio de fisiología comparada e higiene le permitirá al estudiante poder reconstruir algunos procesos fisiológicos relacionados con los temas de fisicoquímica, digestión, circulación, respiración, excreción y sistema nervioso; dichas prácticas se han probado y se han corregido varias veces para adaptarlas a nuestro medio de trabajo, de tal manera que ellas contribuirán a obtener aprendizajes más significativos.

Como no se trata de repetir un procedimiento de una manera estereotipada se ha decidido que la elaboración de los informes respectivos se haga a manera de artículo científico, siguiendo las normas internacionales que se exigen para su presentación, las cuales incluyen: encabezamiento (con pie de página), resumen, abstract, introducción, referentes teóricos, materiales y métodos, discusión, conclusiones y bibliografía. para una mayor comprensión de la forma como se deben presentar estos informes, revise cuidadosamente los artículos que aparecen en la revista DIOGENES, del Departamento de Química y Biología o cualquier otro tipo de publicación científica.

## EVALUACION SENSORIAL

### OBJETIVOS

1. Reconocer algunas características de los alimentos por medio de la evaluación sensorial.
2. Comprobar la importancia que tienen los sentidos en el proceso de percepción.
3. Homologar los puntajes obtenidos en las pruebas de laboratorio a productos que se consiguen en el mercado.

### PROCEDIMIENTO

Para la presente práctica es necesario tener en cuenta algunos aspectos tales como: lavarse los dientes o enjuagarse la boca, según sea el caso entre una evaluación y otra; a cada muestra le corresponderá un puntaje y este será irreplicable; cada alumno debe sacar su propia escala, luego se sacará una escala general con base en los datos parciales; las muestras no se deben consumir pues esto altera los resultados.

#### 1. Evaluación de fractura

Muestra	Tamaño de la muestra	Puntaje	Producto homologado
Tostaditas	Porciones de 1/4"		
Caramelos de menta	Un caramelo		
Deditos	Porciones de 1/2"		
Achiras	Una galleta		
Habas tostadas	Un haba		
Macareñas	1/4 de galleta		

- a. Coloque una muestra en los molares y muerda suavemente hasta que se fracture el alimento.
- b. A cada muestra dele un puntaje entre 1 y 6, según sea muy fracturable o poco fracturable; el menor valor (1) lo tiene el producto más fácil de fracturar.
- c. Busque un producto en el mercado para cada puntaje y homológuelo.

#### 2. Evaluación de adhesividad

Muestra	Tamaño de la muestra	Puntaje	Producto homologado
Queso crema	Cubos de 1/2"		
Margarina	Cubos de 1/2"		
Arequipe	Una cucharadita		

- a. Enjuáguese la boca antes de cada prueba.
- b. Coloque la muestra sobre la lengua y presiónela contra el paladar, luego despréndala con la misma lengua; evalúe la cantidad de fuerza que utilizó para desprender cada una

de las muestras y de acuerdo a ella asígnele un puntaje a cada una entre 1 y 3; asignando el puntaje 1 a la más fácil de desprender.

- c. Busque un producto en el mercado para cada caso y homológuelo.

### 3. Evaluación de viscosidad

Muestra	Tamaño de la muestra	Puntaje	Producto homologado
Jarabe de maple o dayaminal	Una cucharadita de postre para todas las muestras		
Solución de azúcar en agua al 40%			
Agua			
Leche condensada			
Leche condensada al 96%			
Solución de azúcar en agua al 60%			
Solución de azúcar en agua al 50%			

La concentración del azúcar en agua está dada en peso de azúcar por peso de solución.

- Coloque la cuchara con la muestra cerca de los labios y succione el líquido desde ésta hasta la boca, sin inclinar ni mover la cuchara.
- Determine en cada caso si se hace más o menos fuerza para llevar el líquido a la boca y asígnele puntajes entre 1 y 7, correspondiendo el valor 1 al que necesite menos fuerza.
- Busque un producto en el mercado para cada caso y homológuelo.

### 4. Evaluación de dureza

Muestra	Tamaño de la muestra	Puntaje	Producto homologado
Salchichas Frankfurt	Tajadas de 1/2"		
Gelatina	Cubos de 1/2"		
Caramelo de menta	Un caramelo		
Maní salado	Un maní		
Queso pera	Cubos de 1/2"		
Queso fundido	Cubos de 1/2"		
Zanahorias frescas	Cubos de 1/2"		

- Coloque la muestra entre los molares y muerda lentamente; evalúe la fuerza necesaria para comprimir el alimento totalmente, y de acuerdo a esto establezca puntajes entre 1 y 7; correspondiendo el menor valor al que necesite menos fuerza.
- Busque un producto en el mercado para cada caso y homológuelo.

## 5. Evaluación de gomosidad

Muestra	Tamaño de la muestra	Puntaje	Producto homologado
Harina de trigo al 49% en agua.	Una cucharadita de postre para todas las muestras		
Harina de trigo al 57% en agua.			
Harina de trigo al 45% en agua.			
Harina de trigo al 41% en agua.			
Harina de trigo al 53% en agua.			

La harina de trigo es de la que se utiliza para ponqué.

- Coloque una muestra en la boca y rótlela entre la lengua y el paladar, determine el grado de manipulación que hay que hacer para desintegrar la muestra.
- Busque en el mercado un producto y homológuelo.

## 6. Evaluación de masticabilidad

Muestra	Tamaño de la muestra	Puntaje	Producto homologado
Caramelo de leche semiblando	Cubos de 1/2"		
Merengue	Uno pequeño		
caramelo de leche duro	Un caramelo		
Chocolatina	Cubos de 1/2"		
Masmelo	Cubos de 1/2"		
Salchichas frankfurt 10 minutos de cocción	Rodajas de 1/2"		

- Coloque la muestra entre los molares y mástíquela a razón de 1 movimiento por segundo, hasta que el alimento éste listo para pasarlo; determine cuantas masticadas se necesitan para cada alimento y con base en esto establezca puntajes de 1 a 6.
- Busque un producto en el mercado para cada caso y homológuelo.

En cuanto sea posible trate de no repetir las evaluaciones, pues esto hace que se pierda un poco de sensibilidad. Reúna todos los puntajes de los compañeros en una tabla, para que establezca los promedios y basados en ellos ordene las diferentes categorías de menor a mayor.

### PAUTAS DE CONSULTA

Evaluación sensorial. La percepción. ¿Cómo se percibe?, ¿para qué?, definición de dureza, adhesividad, gomosidad, masticabilidad, viscosidad y fractura, órganos de los sentidos, evaluaciones con otros sentidos.

## TRANSPORTE ACTIVO

### OBJETIVOS

1. Analizar en forma detallada el mecanismo de transporte activo, utilizando para ello los riñones de un pez.
2. Relacionar este tipo de mecanismo con eventos tales como el transporte activo de los iones de calcio en la contracción muscular, o el de los iones de sodio en la transmisión de impulsos electroquímicos.

### PROCEDIMIENTO

1. Se prepara una solución Ringer para peces, se le agrega rojo de fenol (2 mg por 100 ml de Ringer). La cantidad preparada se divide en dos porciones: la primera se deja tal como está y se denominará solución A , a la segunda se le agrega alfa dinitro fenol ( $1 \times 10^{-4}M$ ) y se llamará la solución B; se puede utilizar también cianuro de sodio en concentración de  $1 \times 10^{-3}M$
2. Tome dos cajas de petry, en una coloque la solución A, y en la otra la solución B en cantidades suficientes para cubrir los riñones.
3. Con ayuda del instrumental básico, realice la disección del pez lo mas rápido posible, sin anestesiario. Coloque un riñón en la solución A y el otro en la solución B. Airee constantemente.
4. Al cabo de 5,10,15,30 y 60 minutos, se toman las muestras de tejidos, se extienden presionando con la laminilla y se observan al microscopio. Estos pasos se repiten para los tejidos de ambas soluciones. los dibujos se deben ir realizando a manera de paralelo.

### PAUTAS DE CONSULTA

El transporte activo, sus características y mecanismos, el porque de su existencia. La bomba de calcio, las neuronas con su transmisión de impulsos electroquímicos. Músculos. Homeostasis en los organismos vivos. Diferencias entre el transporte activo y el transporte pasivo. Soluciones Ringer y su utilidad en las prácticas biológicas. Peces marinos.

## TRANSPORTE PASIVO

### OBJETIVOS

1. Lograr la comprensión de los diferentes mecanismos fisicoquímicos que utiliza la célula para llevar a cabo sus funciones vitales.
2. Entender y analizar los procesos de ósmosis, difusión, turgencia, presiones de turgencia y presión parietal; con miras a relacionar dichos eventos con las soluciones isotónicas, hipertónicas e hipotónicas.
3. Verificar el efecto de la composición de los lípidos sobre la permeabilidad de una monocapa lipídica.

### PROCEDIMIENTO

1. Tome un embudo pequeño, en la boca ancha átele un pedazo de papel celofán, teniendo en cuenta de no ir a perforarlo. Con el celofán de un paquete de cigarrillos se puede hacer una excelente membrana osmótica, para ello se le debe quitar el impermeabilizante, colocando el papel celofán en alcohol combustible (metílico) por 3 minutos, y luego pasarlo a un recipiente con agua caliente.  
Prepare una solución de almidón al 10%, déjela enfriar y hágale la respectiva identificación con lugol; deposite 25 o 30 mililitros de esta solución en el embudo; y una vez que esté sujeto al soporte universal con pinzas para el termómetro, sumérjalo en un beaker que contenga agua. Deje este montaje en un lugar fijo durante toda la práctica, y si es posible de un día para otro. Tome el dato final y compare; revise también el nivel de agua del beaker.
2. Tome un huevo, localice la cámara de aire, rompa la cáscara por ese lado, teniendo cuidado de no ir a dañar la membrana de la cáscara. Observe la situación inicial y déjelo durante toda la práctica, en un beaker de 150 ml con agua. Vaya haciendo observaciones periódicas.
3. Con otro huevo repita el procedimiento anterior, pero deposítelo en agua caliente (no hirviendo).
4. En un beaker deposite una cucharada rasa de levadura liofilizada, agréguele 25 ml. de carbonato ácido de sodio ( $\text{NaHCO}_3$ ) al 1%, después agréguele 25 ml de rojo neutro al 0.02%, previa agitación; separe las muestras en 5 tubos de centrifuga y numérelas. El tubo No. 1 será el patrón, los tubos 4 y 5 se calientan al baño maría a  $60^\circ\text{C}$  por 10 minutos. centrifugue los 5 tubos a 3.500 rpm durante 10 minutos, observe el color de los sobrenadantes y precipitados. El tubo No. 1 se deja igual, a los demás se les bota el sobrenadante, de aquí en adelante no vaya a agitar los tubos. A los tubos 2 y 4 se les agrega hidróxido de amonio 0.1M, a los tubos 3 y 5 se les agrega hidróxido de sodio 0.1M, espere media hora y observe la interfase de cada una de ellos.
5. En un litro de butanol disuelva : 25 gramos de fosfolípidos (Lecitina de huevo; 25 gramos de colesterol; 25 gramos de ácidos grasos divididos así: 12.5 gramos de ácido esteárico 12.5 gramos de ácido oleico; finalmente 25 gramos de acilgliceroles (trioleína y tripalmitina). De esta manera tenemos ya lista una mezcla de lípidos.

6. Prepare una solución de azul de metileno en butanol, 0.25 gramos por litro.
7. Tome 7 tubos de ensayo y en cada uno deposite 5 ml de agua destilada, luego deposite por las paredes la mezcla de los lípidos así:

Tubo No. 1, 0.5 ml

Tubo No. 2, 1 ml

Tubo No. 3, 1.5 ml

Tubo No. 4, 2 ml

Tubo No. 5, 2.5 ml

Tubo No. 6, 3 ml

a cada uno de los tubos adicionales 5 ml. de la mezcla de butanol con azul de metileno (también por las paredes).

Tubo No. 7, servirá de blanco y solo contendrá 5 ml de agua destilada y 5 ml de butanol solo.

8. Tome 10 ml de la solución de lípidos, y mézclela con una porción igual de la solución de butanol con azul de metileno y agítela; tome 4 tubos de ensayo y en cada uno de ellos deposite 5 ml de agua destilada, y por las paredes 5 ml de la mezcla anteriormente preparada.
9. Deje los tubos de los dos puntos anteriores en reposo por una o dos horas; observe las situaciones iniciales y finales.

### **PAUTAS DE CONSULTA**

Osmosis, difusión (simple y facilitada), equilibrio Gibbs-Donnan, presión de turgencia, presión osmótica, presión oncótica, presión parietal. Tipos de soluciones, leyes de la termodinámica. Órganos de excreción en el hombre.

# DIGESTIÓN

## OBJEIVOS

1. Verificar el mecanismo de acción de la ptialina, pepsina y bilis.
2. Comprobar la especificidad de las enzimas digestivas.
3. Determinar el pH óptimo de acción para algunas enzimas digestivas.
4. Reconstruir la digestión bucal, estomacal e intestinal, mediante pruebas de laboratorio.

## PROCEDIMIENTO

### PRIMERA PARTE

1. Mastique un pedazo de chicle blanco durante una buena cantidad de tiempo, para que se produzca abundante saliva; deposítela en un beaker y mida el pH con ponteciómetro; diluya a partes iguales con agua destilada. Filtre una parte y guárdela para efectuar el punto 4, el resto utilícelo en los puntos 2 y 3.
2. Prepare 25 ml de una solución coloidal de almidón al 0.1% (utilice maizena), déjela enfriar y adiciónale 2 ml de saliva y mezcle bien con ayuda de un agitador. Una vez realizado este procedimiento reparta el contenido en 6 tubos de ensayo y colóquelos al baño maría, cuidando que la temperatura no exceda los 45°C. Cada 8 minutos aproximadamente saque un tubo y haga la prueba con lugol, cuando de negativa en algún tubo, tome el siguiente tubo y hágale la prueba de Molisch. ¿por qué la prueba de yodo inicialmente es positiva y luego negativa?, ¿qué sucedió?, ¿si la prueba de Molisch es positiva qué significa?.
3. Tome 4 tubos de ensayo y etiquételos.  
En el tubo No. 1, deposite 3 ml de la solución diluida de almidón al 0.1%, más 1 ml de ácido clorhídrico al 10%.  
En el tubo No. 2, una porción de carne magra finamente picada.  
En el tubo No. 3, una pequeña cantidad de albúmina de huevo, obtenida directamente de el.  
En el tubo No. 4, unas gotas de aceite de cocina (con gotero no con pipeta).

A cada uno de los tubos agréguele 2 ml de saliva diluida, observe la situación inicial y regístrela, luego lleve los tubos al termostato (se pueden utilizar baños maría que posean termómetro) y manténgalos a una temperatura de 40°C, agite periódicamente, en intervalos de más o menos 5 minutos. Como las estufas son bastante anchas, amarre los tubos con bandas de caucho para que se puedan sostener solos. Al cabo de 70 minutos aproximadamente examine las muestras y determine la situación final.

Al tubo No. 1, hágale la prueba de Molisch y compare este resultado con el obtenido en el punto número 2 del procedimiento. ¿Hay alguna diferencia?, explique.

¿Qué cambios hubo en los tubos 2, 3 y 4, ¿hay diferencias con la situación inicial?, ¿para qué se necesita una temperatura cercana a los 40°C.

4. Tome dos tubos de ensayo, en ambos deposite 3 ml, de saliva filtrada, añádale a cada uno dos gotas de ácido acético al 10%, cuando se produzca un precipitado viscoso; a

uno hágale la prueba de Millón y al otro la de Biuret. ¿Qué concluye? ¿qué tipo de sustancia se precipita?, ¿qué función cumple?.

5. Tome un poco de ácido nítrico fumante e inclinándolo el tubo, adicione una pequeña cantidad de bilis de buey al 8% (previa prueba con potenciómetro). ¿Nota algún cambio? justifique los resultados.

## SEGUNDA PARTE

6. Prepare una solución de jugo gástrico artificial:

pepsina 0.32 gramos  
agua destilada 99.60 ml  
ácido clorhídrico 0.2 ml

7. Tome dos porciones de jugo gástrico artificial, cada una de 25 ml; la primera déjela tal como está y se designará como jugo gástrico normal. A la segunda adiciónale 5 ml de hidróxido de sodio al 10% y agite; esta última se designará jugo gástrico alcalinizado. Tómeles a ambas el pH, con potenciómetro.

8. Tome 13 tubos de ensayo, etiquételos y adicione los siguientes reactivos:

Tubo No. 1, una pequeña porción de carne magra finamente picada y 3 ml de jugo gástrico normal.

Tubo No. 2, carne magra finamente picada y 3 ml de jugo gástrico alcalinizado.

Tubo No. 3, carne magra finamente picada, 3 ml de jugo gástrico normal, calentarlo a 70°C, unos 7 minutos, antes de llevarlo al termostato o a la estufa.

Tubo No. 4, 3 ml de albúmina de huevo y 3 ml de jugo gástrico normal.

Tubo No. 5, 3 ml de albúmina de huevo y 3 ml de jugo gástrico alcalinizado.

Tubo No. 6, 3 ml de albúmina de huevo y 2 ml de ácido clorhídrico al 10%.

Tubo No. 7, un pedazo de clara de huevo cocido y 3 ml de jugo gástrico normal.

Tubo No. 8, un pedazo de clara de huevo cocido bien desmenuzado y 3 ml de jugo gástrico alcalinizado.

Tubo No. 9, 3 ml de solución diluida de almidón al 0.1% (maizena) y 3 ml de jugo gástrico normal.

Tubo No. 10, 3 ml de solución diluida de almidón al 0.1% y 3 ml de jugo gástrico alcalinizado.

Tubo No. 11, 7 gotas de aceite de cocina y 3 ml de jugo gástrico normal.

Tubo No. 12, 7 gotas de aceite de cocina y 3 ml de jugo gástrico alcalinizado.

Tubo No. 13, 7 gotas de aceite de cocina y 1 ml de bilis de buey al 8%.

Amarre todos los tubos con un caucho grueso y deposítelos en el baño maría (termostato) a 40°C, agítelos más o menos cada 8 minutos, ¿por qué hay que hacer esto?. Examínelos 3 horas más tarde; finalmente a los tubos 1, 2 y 3 hágales la prueba con el reactivo de Biuret, al 4, 5, 6, 7 y 8 la prueba para peptonas (a cada uno hidróxido de sodio concentrado y 2 gotas de sulfato de cobre al 2%), al 9 y 10 la de lugol. ¿Qué aspecto presentan los tubos 11, 12 y 13?

9. Tome 2 ml de leche, adiciónale 2 ml de agua y un poco de cuajo (que se compra en la droguería); colóquelo al baño maría por 10 minutos, examínelo, vuélvalo a colocar al baño maría y déjelo ahí por espacio de una hora, después lo volverá a examinar.
10. Tome 3 tubos de ensayo; en el primero coloque 3 ml de agua y unas 5 gotas de aceite de cocina; en el segundo 3 ml de agua, 5 gotas de aceite de cocina y 2 ml de bicarbonato de sodio saturado (puede comprar un paquetico). En el tercero 3 ml de agua 5 gotas de aceite de cocina y 2 ml de bilis de un buey al 8%. Uno por uno vaya tapándolos con el dedo pulgar y agítelos fuertemente durante un minuto; déjelos en la gradilla durante unos 5 minutos y examínelos periódicamente, no olvide anotar las observaciones. Tome una caja de Petry, coloque allí la muestra del primer tubo, agite y observe el resultado; repita el mismo procedimiento con los otros 2 tubos y compare.

### **TERCERA PARTE**

11. Prepare una solución de jugo pancreático artificial:

pancreatina 1.8 g  
agua destilada 98.2 g

12. Tome dos porciones de jugo pancreático artificial; la primera déjela tal como está y a la segunda adiciónale un poco de ácido clorhídrico diluido. La primera se designará como jugo pancreático normal y a la segunda jugo pancreático acidificado. Tómeles el pH con potenciómetro.
13. Tome 12 tubos de ensayo, etiquételos y adicione los siguientes reactivos:  
Tubo No. 1, Carne magra finamente picada y 3 ml de jugo pancreático normal.  
Tubo No. 2, Carne magra finalmente picada y 3 ml de jugo pancreático acidificado.  
Tubo No. 3, 3 ml de albúmina de huevo y 3 ml de jugo pancreático normal.  
Tubo No. 4, 3 ml de albúmina de huevo y 3 ml de jugo pancreático acidificado.  
Tubo No. 5, Un pedazo desmenuzado de clara de huevo cocido y 3 ml de jugo pancreático normal.  
Tubo No.6, Un pedazo desmenuzado de clara de huevo cocido y 3 ml de jugo pancreático acidificado.  
Tubo No. 7, 3 ml de solución diluida de almidón al 0.1% (maizena) y 3 ml de jugo pancreático normal.  
Tubo No. 8, 3 ml de solución diluida de almidón al 0.1% (maizena) y 3 ml de jugo pancreático acidificado.  
Tubo No. 9, 7 gotas de aceite de cocina y 3 ml de jugo pancreático normal.  
Tubo No. 10, 7 gotas de aceite de cocina y 3 ml de jugo pancreático acidificado.  
Tubo No. 11, 7 gotas de aceite de cocina, 1 ml de bilis de buey al 8% y 3 ml de jugo pancreático normal.  
Tubo No. 12, 7 gotas de aceite de cocina , 1 ml de bilis de buey al 8% y 3 ml de jugo pancreático acidificados.

Amarre todos los tubos con un caucho grueso y deposítelos al baño maría (termostato)

a 40°C; agítelos cada 8 minutos aproximadamente y examínelos 3 horas más tarde; pasado el tiempo, a los tubos 1, 2, 3, 4, 5 y 6 hágales la prueba para peptonas (a cada uno hidróxido de sodio concentrado y dos gotas de sulfato de cobre al 2%), al 7 y 8 la prueba de Molisch (alfa naftol en propanol y ácido sulfúrico concentrado); a los tubos 9,10 y 11 adiciónale cloruro de sodio en exceso. Al tubo 12 adiciónale un mililitro de sudan III, bata fuertemente y revise una gota de cada uno al microscopio; pero para que tenga un buen punto de comparación examine primero una prueba patrón preparada con 7 gotas de aceite de cocina y 1 ml de agua además de 1 ml de sudan III (agitándolo).

## **PAUTAS DE CONSULTA**

Definición de digestión. Enzimas, modo de acción, enzimas digestivas con sus funciones, pH óptimo para la acción enzimática, digestión bucal, saliva, masticación, digestión estomacal (quimo), digestión intestinal (quilo). Absorción, asimilación, filtración. Funciones del hígado y del páncreas en los procesos digestivos, destino que toman los pigmentos biliares una vez que son utilizados. Heces. Peristaltismo. Prueba de Gmelin.

# CIRCULACIÓN

## OBJETIVOS

1. Determinar el número de pulsaciones promedio por minuto, en el hombre, la rana y la lombriz de tierra.
2. Reconocer algunas propiedades de la sangre.
3. Esclarecer el mecanismo de circulación mayor y circulación menor.
4. Observar en forma directa la circulación en los capilares.

## PROCEDIMIENTO

### PRIMERA PARTE

1. Construya una placa para rana, tomando un trozo rectangular de trípex, no muy grueso, de 18 cm de largo por 7 cm de ancho. A unos 4 cm, de uno de los extremos se corta un agujero, en la parte media, de 2.5 cm de diámetro. Igualmente se practican agujeros de unos 5 mm, de diámetro distantes unos de otros 2 cm, a lo largo del rectángulo.



2. Coloque un sapo bufo, sobre la tabla de disección, aplíquese xilocaina al 2%; una vez que esté flácido, móntelo sobre la placa, con la membrana de la pata hiperextendida, sobre el agujero y manténgala sujeta mediante hilos atados a los dedos y pasados por los agujeros de la placa, o pisándolos con alfileres. Examine en menor aumento y con bastante luz; ¿qué observa?, ¿que estructuras identifica?, ¿qué función cumple?.
3. Repita el procedimiento anterior para observar la circulación capilar en la lengua de la rana, para esto es preciso que el animal tenga el vientre sobre la placa de modo que la boca quede próxima al agujero. Extienda la lengua y fíjela con alfileres de modo que su cara inferior quede bien visible, observe en menor aumento y si es posible en mayor. Redacte con sus propias palabras la observación realizada.
4. Inicie la disección de la rana, una vez que haya separado la piel de uno de los lados, observe el mesenterio al microscopio, montando una vez más la rana sobre la placa y remojando periódicamente con una solución de cloruro de sodio al 7%; después de haber terminado la operación, desmóntela y deposítela sobre un pedazo de cartón de caja, para que se puedan fijar bien los alfileres y sea mucho más cómoda la disección. Al ir separando los tejidos, tenga cuidado de no ir a romper los vasos sanguíneos mayores. Remueva con delicadeza la cintura escapular, para dejar al descubierto el

corazón, desprenda el pericarpio, obsérvelo detenidamente e identifique sus partes, en especial las que tienen que ver con los procesos de sístole y diástole, tome varios conteos de los latidos del corazón por minuto, para sacar un promedio. Tome el pulso suyo y compare. ¿Qué diferencias encontró entre los dos? ¿qué diferencias hay entre el corazón de la rana y el del hombre?. Termine de remover la capa muscular y el peritoneo para dejar al descubierto los órganos viscerales.

5. Disuelva 5 gramos de gelatina en 100 ml de agua caliente luego agréguele 2 gramos de azul de prusia y agite hasta que se disuelva totalmente (puede utilizar 0.2 gr de azul intenso o de azul de metileno). Esta sustancia se utiliza caliente (no hirviendo). Tome la rana y en el ventrículo inyéctele en forma muy despaciosa, para no ir a reventar los vasos sanguíneos, el líquido preparado anteriormente, utilizando una jeringa desechable de 5 ml, que permite buenos resultados. A medida que vaya inyectando hay que ir remojando el animal con suero fisiológico caliente (0.75 gr de NaCl y 100 ml de agua). Observe todos los cambios; después, cuando lo crea conveniente lave el animal con agua fría durante un rato, obtenga una porción del pulmón, extiéndala sobre una laminilla y obsérvela al microscopio.  
Revise órgano por órgano para identificar los conductos sanguíneos. Si lo desea conservar manténgalo en agua durante 3 horas y luego páselo a un recipiente donde le adicionará líquido para su conservación.
6. Prepare una lámina con vaselina a lo largo de los bordes, coloque allí una lombriz de tierra viva y ojalá bien pequeña; tape la lombriz con otra lamina y presione suavemente para apretar su cuerpo, colóquela al microscopio y obsérvela, para contar los latidos de sus corazones; además de identificar los vasos sanguíneos dorsal y ventral. Voltee la lámina y observe nuevamente.

## SEGUNDA PARTE

7. Prepare, seque perfectamente y etiquete los tubos con los elementos correspondientes; lo último que se deposita es la sangre.
8. Obtenga 30 ml de sangre mediante punción venosa, registre la hora exacta desde el momento en que la sangre penetra en la jeringa, pues esta será considerada como la hora cero, no sacuda los tubos bruscamente y distribuya las muestras lo más rápido de la siguiente manera:

Tubo No. 1, 1 ml de sangre que se deja ahí a temperatura ambiente.

Tubo No. 2, 1 ml de sangre que se deja incluido en agua helada.

Tubo No. 3, 1 ml de sangre que se deja incluido en agua a 35°C.

Tubo No. 4, Se derrite un pedazo de parafina e inclinándolo el tubo se le empiezan a dar vueltas, para tapizar todas las paredes; luego agregue 1 ml de sangre en forma horizontal y girando el tubo.

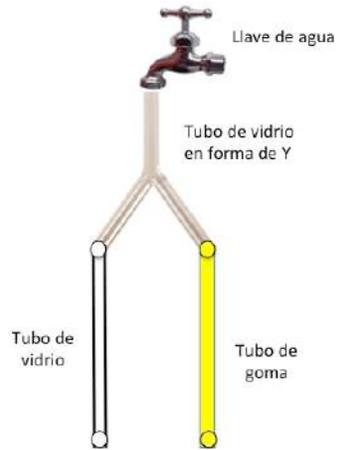
Tubo No. 5, 3 ml de sangre y 1 ml de oxalato de potasio al 1%; en caso de no encontrarse este reactivo, se puede utilizar citrato de sodio al 10%.

Tubo No. 6, 3 ml de sangre y 1 ml de oxalato de potasio al 1%. Este tubo servirá para realizar el punto 10.

Tubo No. 7, 3 ml de sangre que servirán para agitarlos con una varilla de vidrio durante 3 minutos.

Después de unos 30 minutos ladee los tubos suavemente y anote las respectivas observaciones, para establecer las comparaciones entre unos y otros.

9. Tome 2 tubos de centrífuga, en el primero deposite 5 ml de sangre, en el segundo 5 ml de sangre y 2 ml de oxalato de potasio al 1%; llévelos a la centrífuga por 10 minutos, luego se les extrae parte del sobrenadante y se les agrega a cada uno 10 gotas de solución de cloruro de calcio al 1%. Se dejan en reposo y se examinan más tarde.
10. Coloque 16 tubos de ensayo en la gradilla y numérelos así: 25, 24, 23, 22, 21, 20, 19, 18, 17, 16, 15, 14, 13, 12, 11, 10, a cada tubo agréguele con un gotero un número de gotas igual a la marca que tienen, de solución de cloruro de sodio al 0.5% y complete hasta 25 gotas con agua destilada (por ejemplo en el tubo No. 21 se adicionan 21 gotas de solución de cloruro de sodio al 0.5 % y 4 gotas de agua). De esta manera obtendremos soluciones crecientes de cloruro de sodio y para el cálculo de la concentración de cada tubo se multiplica su número correspondiente por 0.02 (ej. para el tubo No. 23 será:  $23 \times 0.02 = 0.46\%$ ). Del tubo No.6, preparado en el punto No. 8 tome una gota para depositarla en cada tubo, sacúdala suavemente y déjela por dos horas en reposo.
11. Tome una gota de sangre y realice un frotis; déjelo secar y adiciónale el reactivo Wright, el cual también se extiende sobre la muestra; déjelo en reposo por más o menos 3 minutos, agregue una gota de solución Buffer o de agua destilada y observe al microscopio.
12. Tome una lámina, con un lápiz de cera marque tres secciones y escríbales A, B y Rh. En la parte marcada A agregue una gota de suero anti-A, en la marcada B, una gota de suero anti-B y en la marcada RH, una gota de suero anti-RH. Sobre cada gota coloque una gota de sangre, obtenida con lanzeta de la yema del dedo, y mezcle bien con un palillo de dientes (utilícelo una sola vez) espere 5 minutos y determine el tipo de sangre. Obtenga los resultados de todos sus compañeros del curso para hacer las comparaciones necesarias y establecer conclusiones.
13. Tome un tubo en forma de Y el un extremo acomódele un pedazo de manguera de goma y en el otro un tubo de vidrio; del otro extremo haga la conexión a la llave de agua, ábrala y ciérrela a intervalos con descansos de uno o dos segundos. Verifique la salida de agua por cada uno de los lados y compare.



### PAUTAS DE CONSULTA

¿Qué es el corazón, cómo funciona, qué relación existe entre su funcionamiento y la bomba de sodio y de potasio. Qué es presión arterial, venosa. Circulación mayor, menor, intercambio gaseoso entre pulmón y sangre. Enfermedades del sistema circulatorio. Pérdida de elasticidad en las arterias y sus consecuencias. Diferencia entre aterosclerosis y arterioesclerosis. Factores que condicionan la presión arterial. Función de los amortiguadores. Utilidad de la electrocardiografía.

## RESPIRACIÓN

### OBJETIVOS

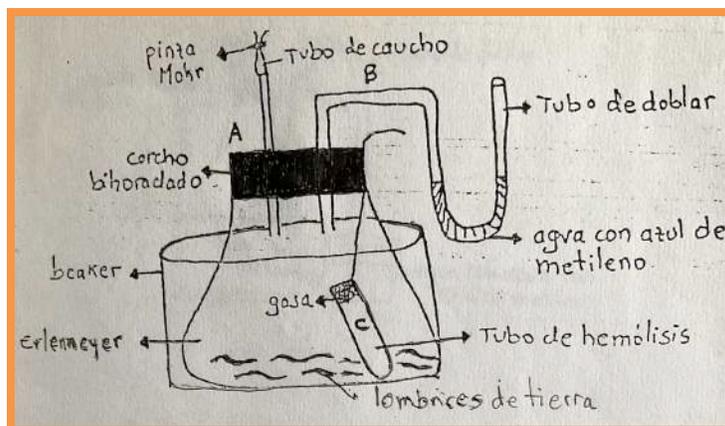
1. Construir un espirómetro para medir la capacidad pulmonar de una persona en diferentes situaciones.
2. Medir el volumen respiratorio y el coeficiente respiratorio, utilizando para ello un sapo bufo.
3. Establecer experimentalmente que en el proceso de respiración se toma oxígeno y se elimina bióxido de carbono.

### PROCEDIMIENTO

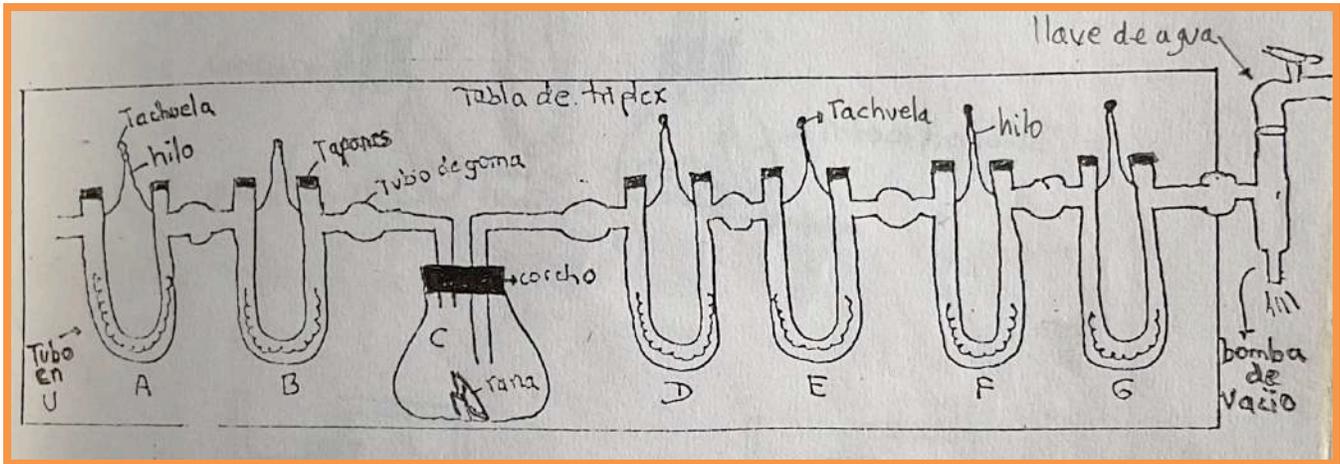
#### PRIMERA PARTE

Esta sesión corresponderá a la fabricación y calibración de los instrumentos que se relacionan a continuación:

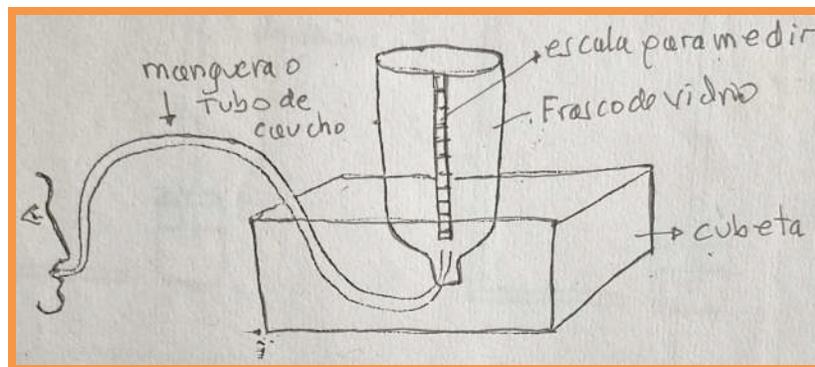
1. En un erlenmeyer monte el instrumento de la figura (manómetro), no olvide sellar las uniones de los tubos al corcho, utilizando para ello vaselina pura; sin embargo, se puede hacer un empalme mucho más hermético de la siguiente manera: se toman 30 gramos de cera de abejas, y 40 gramos de vaselina, se funden y luego se les agrega 15 gramos de resina pulverizada, agitando la mezcla.



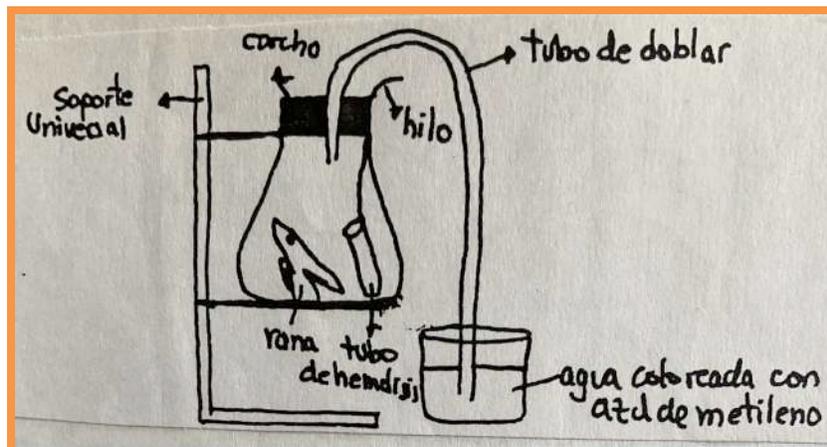
2. En una tabla de tríplex de 130 cm de largo y 40 cm de ancho haga el montaje de la figura; este debe estar perfectamente cuadrado, de tal manera que los tubos en U se puedan bajar y luego colocar sin ninguna demora.



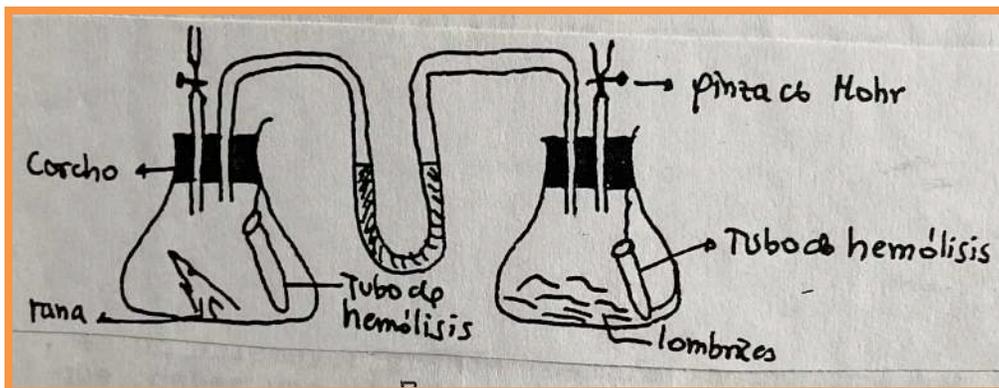
3. Tome un frasco grande transparente, ojalá de boca angosta; mídale el volumen que tiene (que debe ser mínimo de tres litros), por lo menos hasta el sitio cercano a la boca, esto le permitirá calibrar el espirómetro fabricando una escala milimétrica (en papel mantequilla y lápiz) que se fijará en la parte externa de la botella; para que no se dañe la escala se puede forrar en papel contac.



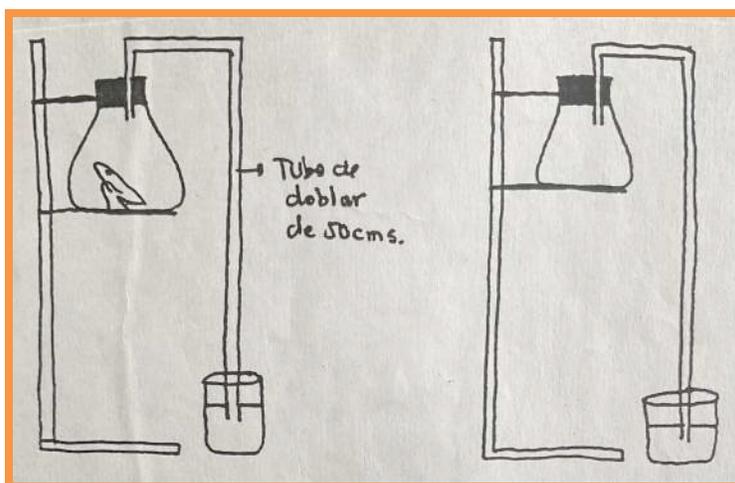
4. Monte el instrumento de la figura, buscando que los sellamientos sean herméticos.



5. Con dos erlenmeyers y un tubo de doblar fabrique el instrumento que aparece en la figura.



6. Para este paso se necesitan dos instrumentos: uno hará las veces de experimental y el otro de control; la caída del tubo debe ser de 50 cm exactos; esta prueba sirve para determinar al coeficiente respiratorio. La rana se debe dejar 20 minutos, una vez concluido este tiempo sáquela y reemplácela por unas 10 lombrices para realizar una vez más esta prueba; aunque la prueba es para animales, usted puede poner a germinar unos 40 frijoles con dos días de anticipación y llevarlos a la práctica de laboratorio para hacer también esta prueba y tener un punto de comparación. Si usted ve la posibilidad de reemplazar la prueba con otro animal, no deje de hacerlo.



## SEGUNDA PARTE

7. En el tubo C, del instrumento elaborado en el punto 1, deposite una solución de hidróxido de potasio al 10% y mídale el pH con potenciómetro; una vez realizada esta operación, deposite 20 lombrices de tierra vivas y coloque el corcho que tiene montados los tubos A y B; cerciéndose de que el tubo A tenga cerrado el orificio con la pinza Mohr. En el tubo B que hará las veces de manómetro, coloque una solución de agua teñida

ligeramente con azul de metileno.

Abriendo lentamente la pinza Mohr gradúe el nivel del manómetro, para marcarle los niveles iniciales, coloque el instrumento en un beaker con agua, para mantener constante la temperatura. ¿Por qué se debe controlar?. Si usted ve que queda muy inestable fíjelo a un soporte universal.

Como es posible que las lombrices se introduzcan al tubo C, mire la posibilidad de acomodarle en la boca, un pedazo de gasa.

Deje la prueba por lo menos 2 horas y luego mire el nivel del agua del manómetro sin tocarlo con las manos y mida nuevamente el pH del tubo C, para determinar las situaciones finales. Si los resultados no son muy evidentes trate de dejarlo de un día para otro.

8. En los tubos en U del instrumento construido en el punto número 2 deposite los siguientes elementos:

Tubo A, cal sodada empapada en hidróxido de sodio al 10%.

Tubo B, piedra pómez empapada en ácido sulfúrico concentrado.

Tubo C, es un erlenmeyer grande (cámara animal) donde tiene que caber una o dos ranas (*Hyla labiada*). Todas las uniones se deben sellar con vaselina. El erlenmeyer debe estar incluido en un beaker con agua, para mantener la temperatura constante.

Los tubos D y E, contienen cada uno piedra pómez empapada en ácido sulfúrico concentrado.

Tubo F, cal sodada empapada en hidróxido de sodio al 10%.

Tubo G, piedra pómez empapada en ácido sulfúrico concentrado.

En la posición H se acomodará una bomba de vacío, que va a la llave del agua.

¿Cuál es la función de cada uno de los tubos?.

Antes de montar las pruebas hay que hacer las siguientes mediciones:

- a. Pesar la cámara animal, primero vacía y luego con el animal.
- b. Pesar los tubos D y E juntos y F y G juntos, con sus respectivos elementos, teniendo cuidado de no ir a tocar el vidrio con las manos.

Todos estos pesos se deben tomar en la balanza analítica pues los cambios pueden ser casi que imperceptibles. Empalme el aparato y sumerja la cámara animal en un beaker con agua fría; colóquele un termómetro al agua. Abra la llave de agua, déjela así por aproximadamente 30 minutos; pasado este tiempo, desconecte el aparato, pese de nuevo C, en las mismas condiciones que para el primer peso; pese D y E juntos y F y G juntos; registre los pesos y haga los siguientes cálculos.

- a. Peso del agua emitida por el animal.
- b. Peso de CO<sub>2</sub> espirado por el animal.
- c. Pérdida de peso del animal.
- d. Peso de O<sub>2</sub> absorbido.
- e. Cociente respiratorio.

No olvide anotar la temperatura, el tiempo durante el cual se efectúa el experimento y si el animal estuvo en reposo o en movimiento.

9. Con el espirómetro construido en el punto número 3 obtenga los siguientes datos: aire

complementario, aire residual, aire corriente y aire de reserva de cada uno de los integrantes del grupo; partiendo de la base teórica de que la capacidad pulmonar total en un adulto, después de una inspiración forzada es de aproximadamente 5 litros.

Para hacer los cálculos correspondientes, tenga en cuenta el fenómeno de la presión atmosférica y que para cada medición hay que repetir el proceso, pues el espirómetro hay que volverlo a llenar de agua. Recoja todos los datos de los integrantes del curso para establecer los promedios, tablas y gráficas que usted estime convenientes.

10. Tome el instrumento fabricando en el punto número 4, en el tubo de hemólisis coloque una solución de hidróxido de potasio, a la cual se le ha medido el pH con potenciómetro, tápelolo con gasa y asegúrelo con cinta de enmascarar, el hilo con el cual se sostiene el tubo debe ser bien resistente, en el erlenmeyer se acomoda una rana (que se debe pesar antes y después de la prueba) y se deja ahí durante toda la práctica, revisándola periódicamente, en el beaker deposite agua coloreada con azul de metileno. Marque el nivel en donde el tubo de doblar entra en contacto con el líquido, al finalizar la práctica marque el nuevo nivel y mida otra vez el pH de la solución del tubo de hemólisis. Asegure las uniones del tubo al corcho y del corcho al erlenmeyer con vaselina.
11. El instrumento del punto número 5 tiene la característica de que los dos erlenmeyer deben ser de la misma capacidad. En los dos tubos de hemólisis va una solución de hidróxido de sodio a la cual se le toma el pH con potenciómetro antes y después de la prueba; en el tubo en **U** va agua coloreada con azul de metileno cuyo nivel se gradúa con las dos pinzas Mohr, revise las uniones y asegúrelas con vaselina. En un erlenmeyer se deposita una rana y en el otro 20 lombrices, deje la prueba en un sitio más o menos oscuro y revísela periódicamente; al finalizar marque el nivel en el tubo en **U**.
12. En el primer instrumento de los fabricados en el punto 6 se acomoda una rana, en el segundo nada, en los beakers se deposita agua teñida con azul de metileno y en el tubo de doblar se marca el nivel inicial y se toma la hora de comienzo; cada vez que vaya a revisar marque el nivel y el tiempo, pregunte por el diámetro del tubo de doblar, esta prueba no dura más de 20 minutos.

## **PAUTAS DE CONSULTA**

Partes del sistema respiratorio. Capacidad pulmonar. Ritmo respiratorio y su control. Espirometría. Transporte de oxígeno por los tejidos. Intercambio de oxígeno y bióxido de carbono a nivel celular. ¿Cómo opera la presión total y parcial, presión parcial de los gases en los alveolos?. Transporte global de oxígeno desde la atmósfera hasta las células tisulares. Diferentes tipos de sistemas respiratorios a lo largo de la escala evolutiva.

## EXCRECIÓN

### OBJETIVOS

1. Determinar los principales compuestos que se producen en el organismo y que son eliminados a través de la orina.
2. Aclarar el por qué productos como el agua, anhídrido carbónico, urea, ácido úrico y creatinina, entre otros, deben ser eliminados del organismo.
3. Determinar mediante metabolismo indirecto el efecto que causa el consumo de diferentes tipos de alimentos en el organismo humano; utilizando para ello la variación de factores tales como pH, temperatura, volumen, densidad y color en la orina.
4. Entender el riñón como un órgano vital para los organismos.

### PROCEDIMIENTO

#### PRIMERA PARTE

1. Obtenga una muestra de orina. Mida la temperatura, observe el color, la transparencia, mida el pH con potenciómetro y establezca la densidad. Recoja los datos de los otros grupos y determine el promedio de los factores anteriores.
2. Caliente unos cristales de urea en un tubo de ensayo. ¿Hay desprendimiento de gases?, ¿cómo se comprueba?. Haga la prueba con papel tornasol. Con el residuo efectúe la prueba de Biuret.  
Realice la prueba anterior con una muestra de orina.
3. Añada un poco de solución alcalina de hipobromito de sodio al 10% a un poco de urea. ¿Qué observa?, explique.  
Realice la prueba anterior con una muestra de orina en remplazo de la urea.
4. A unos mililitros de solución de urea al 0.1% colocada en un vidrio de reloj, añada unas gotas de ácido nítrico concentrado. Observe los cristales al microscopio.  
Repita el procedimiento anterior pero para obtener los cristales en una muestra de orina.
5. Añadir una gotas de nitroprusiato sódico al 10% recientemente preparada, a una solución acuosa de creatinina al 0.5%. Observe el color que se forma, añada ácido acético al 1% y observe el efecto.  
Realice la prueba anterior pero reemplazando la solución acuosa de creatinina por una muestra de orina.  
la acetona en la orina también da la reacción anterior, pero toma dos colores diferentes, antes y después de agregarle el ácido. ¿Cuáles son?. Verifique esta prueba con acetona sola y compruebe el resultado.  
Tome una muestra de orina, adiciónale 0.5 ml de acetona y repita la prueba del nitroprusiato sódico al 10%.
6. A una muestra de orina adiciónale unas gota de ácido nítrico concentrado, caliente hasta que se desprenda vapores (¿de qué son?). Al residuo (¿de qué color es?) añádale una gota de amoniaco diluido y observe el color producido. Por último añada un poco de

- hidróxido de sodio al 10%. ¿Qué color se obtiene? ¿a qué corresponde?
7. A una muestra de orina añadida unas gotas de ácido nítrico concentrado y luego un poco de solución de nitrato de plata 0.1N, observe lo que sucede y luego añádale un poco de hidróxido de amonio al 10% ¿Qué sales se identifican?, examínelas al microscopio.
  8. Acidifique un poco de orina con ácido nítrico concentrado y póngala a hervir; añada este preparado a otro tubo de ensayo donde se encuentra una solución de Molibdato amónico previamente acidificado con ácido nítrico. Finalmente ponga a hervir. ¿Qué sales se identifican con esta prueba?, observe las sales al microscopio.
  9. Añada unos 2 ml de ácido clorhídrico concentrado a una muestra de orina y luego adicione cloruro de bario al 5% en exceso, ¿qué sales se identifican?, revíselas al microscopio.
  10. Fabrique un círculo cromático a partir del color de la orina (SG= sui generis) incluyendo colores tanto ascendentes como descendentes. Para los colores ascendentes se utilizará la siguiente nomenclatura SG1, SG2, SG3 etc., a medida que vaya siendo más oscuro; y para los colores descendentes SG-1, SG-2, SG-3 etc. a medida que el color vaya siendo más transparente; esta tabla se utilizará para determinar el color aproximado de cada una de las muestras de orina que se van a tomar para la segunda parte de este laboratorio de excreción; también puede imprimir y utilizar la siguiente gráfica:



## SEGUNDA PARTE

En absolutamente todas las muestra que se toman para esta parte de la práctica se deben establecer los siguientes datos: temperatura, que se debe establecer inmediatamente se recoja la muestra (con termómetro clínico), volumen total (al laboratorio solo se lleva una pequeña parte), pH, densidad y color.

Los recipientes para las muestras se compran en la droguería, a cada uno de ellos se le

adherirá una etiqueta donde se especifique el número de la prueba que se está realizando, la hora de recolección, la temperatura que se midió, el peso de la persona, la dieta del día anterior, tanto líquida como sólida, y lo que se consumió en el desayuno del día del laboratorio. Las demás medidas se harán a la hora de la práctica con los siguientes instrumentos. volumen con probeta, pH con potenciómetro, la densidad con pignómetro (relación peso a volumen) y si es factible con un urinómetro.

Para esta practica habrá un voluntario para cada prueba, las cuales se distribuyen así:

11. Persona control. Obtener muestras de orina a las 7 a.m. (Hora de levantarse); 9 a.m. y 11 a.m.
12. Esta persona al levantarse no debe orinar, en lugar de ello debe hacer ejercicios fuertes durante 15 minutos (por ejemplo correr), una vez llevada a cabo esta tarea, tomar una muestra de orina, a las 2 horas otra y a las 4 horas la última.
13. Esta persona a las 7 a.m. debe orinar y recoger la muestra; a las 9 a.m. recoge otra vez y a partir de acá debe tomar en el curso de 30 minutos 20 cm<sup>3</sup> de agua por cada kilogramo de peso y luego recoge 3 muestras más, una a las 9:30, otra a las 10:30 a.m. y la última a las 11 a.m.
14. Este punto debe ser realizado por una persona que no sea fumadora habitual. A las 7 a.m. se toma la muestra de orina y a las 9 a.m. otra: a partir de este momento debe fumar un cigarrillo cada media hora hasta las 11 a.m. y a las 11:30 tomar una última muestra.
15. Esta prueba debe ser realizada por un estudiante que no acostumbre a tomar café. A las 7 a.m. debe tomar una muestra de orina y a las 9 a.m. la segunda. A partir de esta hora debe tomar cada media hora una taza de tinto (hasta las 11 de la mañana) a las 10:30 a.m. recoge la tercera muestra y a las 11:30 a.m. la última.
16. Aproximadamente a las 5 p.m. del día anterior a la práctica, el voluntario debe comerse una buena cantidad de ensalada de zanahoria y remolacha; pasadas 4 horas evite al máximo orinar. A las 7 a.m. del día siguiente recoge la primera muestra de orina, a las 9 a.m. la segunda, a las 10 a.m. la tercera y a las 11 a.m. la última.
17. Este voluntario debe tomarse 5 o 6 cervezas la noche anterior (más o menos a las 10 p.m.) y acostarse sin orinar. Al momento de levantarse debe tomar la primera muestra de orina; 2 horas más tarde la segunda y 4 horas más tarde la tercera.
18. Este voluntario debe ser una persona que no esté acostumbrada a tomar cerveza. A las 7 a.m. recoge la primera muestra de orina y a las 9 a.m. la segunda; a partir de acá tomará una cerveza cada media hora hasta las 11:30 a.m.; recogerá muestras de orina a las 10 a.m., 11 a.m. y 12 m.
19. Este voluntario debe ser una persona que no acostumbre a tomar aguardiente. A las 7 a.m. recoge la primera muestra de orina y a las 9 a.m. la segunda; a partir de acá tomará una copa de aguardiente cada 30 minutos hasta las 11:30 a.m.; recogerá muestras de orina a las 10 a.m., 11 a.m. y 12 m.
20. Esta persona debe tomar mínimo 8 tragos de aguardiente la noche anterior al día de la práctica y se acostará sin orinar; a la hora de levantarse tomará la primera muestra de orina (7 a.m.), tomará la segunda a las 10 a.m. y la cuarta a las 11 a.m.

Una vez realizadas todas las mediciones en el laboratorio, se fabricará un cuadro resumen en una hoja , para que cada uno de los grupos lo fotocopie y establezca los promedios, tablas, gráficas, curvas y análisis de datos. La interpretación de las pruebas debe hacerse desde el punto de vista del mecanismo fisiológico que se presente para cada caso.

El color de cada una de la muestras se debe determinar utilizando el círculo cromático que se fabricó en el punto 10.

## **PAUTAS DE CONSULTA**

¿Qué es un riñón, como esta compuesto, que funciones primordiales cumple?. Diferencias entre riñones de animales superiores y animales inferiores o menos evolucionados. ¿Qué es urea, ácido úrico, ácido hipúrico, creatinina y de donde provienen estas sustancias? ¿Qué es diálisis?, ¿cómo regula el riñón los contenidos internos de sales, azúcares, ácidos? ¿Por qué se produce acetona en un organismo vivo?. Órganos que le colaboran al riñón en los procesos de excreción.

## **ANEXO PARA EL LABORATORIO**

### **EVALUACION SENSORIAL**

#### **MATERIALES**

Cepillo de dientes, plato, bolsas plásticas, caramelos de menta, deditos, achiras, habas tostadas, azúcar, macarenas, queso crema, margarina, arequipe, dayamineral, leche condensada, salchichas frankfurt, gelatina, maní salado, queso pera, queso fundido, zanahorias frescas, harina de trigo para ponqué, caramelo de leche semiblando, merengue, caramelo de leche duro, chocolatinas, masmelos.

### **TRANSPORTE ACTIVO**

#### **MATERIALES**

Un pez, 2 cajas de petry, una tabla de disección.

#### **REACTIVOS**

Solución Ringer, rojo fenol, alfa dinitrofenol, cianuro de sodio.

#### **EQUIPOS**

Microscopio, láminas, laminillas, estuches de disección.

### **TRANSPORTE PASIVO**

#### **MATERIALES**

Embudos pequeños, 1 beaker de 250 ml, 3 beaker de 150 ml cada uno, soporte universal, pinzas para termómetro, 5 tubos de centrífuga, gradilla, pinzas para tubo, pipeta de 50 ml, papel celofán, almidón, 3 huevos, levadura liofilizada.

#### **REACTIVOS**

Alcohol metílico (para mechero), lugol, carbonato ácido de sodio al 1%, rojo neutro al 0.02%, hidróxido de amonio 0.1M, hidróxido de sodio 0.1M, almidón al 10%, lugol.

#### **EQUIPOS**

Centrífuga, baño maría con termómetro.

### **DIGESTIÓN, PRIMERA PARTE**

#### **MATERIALES**

Chicle, beaker de 200 ml, papel tornasol, embudo, papel de filtro, 12 tubos de ensayo, gradillas, pinzas para tubo, cinta para enmascarar, almidón o maizena, carne magra, un huevo, aceite de cocina, un caucho, agitador de vidrio, un gotero, bandas de caucho.

#### **REACTIVOS**

Agua destilada, ácido clorhídrico al 10%, lugol, reactivo de Molisch (alfa naftol en propanol al 10% y ácido sulfúrico concentrado), ácido acético al 10%, reactivo de Millón, reactivo de Biuret, bilis de buey al 8%, ácido nítrico fumante, solución diluida de almidón al 0.1%.

## **EQUIPOS**

Baño maría con termómetro o termostato.

### **DIGESTIÓN, SEGUNDA PARTE**

#### **MATERIALES**

16 tubos de ensayo, gradilla, pinzas para tubo, cinta para enmascarar, carne magra, un huevo crudo y un huevo cocido, aceite de cocina, caucho, leche, caja de Petry, un beaker de 400 ml, 2 beakers de 100 ml, bandas de caucho.

#### **REACTIVOS**

Pepsina, agua destilada, ácido clorhídrico, hidróxido de sodio al 10%, ácido clorhídrico al 10%, solución diluida de almidón al 0.1%, bilis de buey al 8%, reactivo de Biuret, lugol, hidróxido de sodio concentrado, sulfato de cobre al 2%, cuajo, bicarbonato de sodio concentrado (un paquetico).

## **EQUIPOS**

Potenciómetro, baño maría con termómetro o termostato.

### **DIGESTIÓN, TERCERA PARTE**

#### **MATERIALES**

13 tubos de ensayo, pipetas, beakers, carne magra, huevo crudo, huevo cocinado, aceite de cocina, bandas de caucho.

#### **REACTIVOS**

Jugo pancreático artificial, ácido clorhídrico diluido, almidón al 0.1 %, bilis de buey al 8%, hidróxido de sodio concentrado, sulfato de cobre al 2%, alfa naftol en propanol, ácido sulfúrico concentrado, cloruro de sodio, sudan III.

## **EQUIPOS**

Potenciómetro, microscopio, baño maría, o termostato.

### **CIRCULACIÓN, PRIMERA PARTE**

#### **MATERIALES**

Placa para ranas, sapo bufo, tablas de disección, hilo, alfileres, cartón de caja, jeringa de 5 ml, beaker de 100 ml, vaselina, lombriz de tierra.

#### **REACTIVOS**

Cloruro de sodio al 7%, gelatina al 5% caliente, azul de Prusia o azul de metileno, o azul intenso, suero fisiológico, xilocaina al 2%.

## **EQUIPOS**

Microscopios, estuches de disección, láminas y laminillas.

## **CIRCULACIÓN, SEGUNDA PARTE**

### **MATERIALES**

Cinta para enmascarar, jeringa, 24 tubos de ensayo, gradilla, pinzas para tubo, 2 tubos de centrífuga, parafina, varillas de vidrio, lápiz de cera, lanzetas, lombriz de tierra, palillos, agitador.

### **REACTIVOS**

Sangre, oxalato de potasio al 1% o citrato de sodio al 10%, cloruro de calcio al 1%, cloruro de sodio al 0.5%, reactivo anti-A, anti-B y anti-Rh, reactivo de Wright, solución buffer, o agua destilada.

### **EQUIPOS**

Centrífuga, microscopio, láminas, laminillas, baño maría con termómetro o termostato.

## **RESPIRACIÓN**

### **MATERIALES**

Erlenmeyers, tubo de doblar, corchos bihoradados, vaselina, pinzas Mohr, hilo, 1 tubo de centrífuga, 40 lombrices de tierra, bomba de vacío, beaker, gasa, soporte universal, tabla de triplex de 130 cm X 40 cm, 6 tubos en U con desprendimiento lateral, tubos de caucho, puntillas, frascos de boca ancha, ranas *Hyla labiada*, frasco grande, probeta de 500 ml, acuario o cubeta, manguera, erlenmeyer, (cámara animal), tubo de hemólisis.

### **REACTIVOS**

Hidróxido de potasio al 10%, azul de metileno, cal sodada, piedra pómez, hidróxido de sodio al 10%, ácido sulfúrico concentrado, cera de abejas, resina pulverizada.

### **EQUIPOS**

Potenciómetro, balanza analítica, termómetro.

## **EXCRECIÓN, PRIMERA PARTE**

### **MATERIALES**

Beakers, orina, vidrio de reloj, 10 tubos de ensayo, témperas, cartulina.

### **REACTIVOS**

Cristales de urea, papel tornasol, reactivo de Biuret, solución alcalina de hipobromito de sodio al 10%, solución de urea al 0.1%, ácido nítrico concentrado, solución de nitroprusiato sódico al 10%, solución acuosa de creatinina al 0.5%, ácido acético al 1%, acetona, amoníaco diluido, hidróxido de sodio al 10%, solución de nitrato de plata 0.1N, hidróxido de amonio al 10%, solución de Molibdato de amonio, ácido clorhídrico concentrado, cloruro de bario al 5%.

## **EQUIPOS**

Termómetro, potenciómetro, densímetro y microscopio.

## **EXCRECIÓN, SEGUNDA PARTE**

## **MATERIALES**

Recipientes para las muestras de orina, etiquetas, probetas de 500 ml, cigarrillos, agua, café, zanahoria, remolacha, aguardiente, círculo cromático.

## **EQUIPOS**

Potenciómetros, densímetros, termómetro.

## BIBLIOGRAFIA SUGERIDA

- AVERS, Charlotte. Biología celular. Segunda edición 1981 Grupo Editorial Iberoamericana.
- BARKE, B. 1975. Química orgánica de los compuestos biológicos. Madrid, Alhambra.
- BERMAN, William. 1968. Como disecar. Explorando con sonda y escalpelo. Talleres Editorial Vanguardia. Bucaramanga.
- BERNIS, Mateu. 1968. Atlas de microscopia. Ediciones Jover, Barcelona.
- BURKE, Jack. 1970. Biología celular. Primera edición. México, Nueva Editorial Interamericana.
- EDITORIAL NORMA. 1983. Diccionario de Biología. Colección la llave de la ciencia. Bogotá.
- GARRAHAN, P.J y REGA, A.F. 1977. Transporte a través de la membrana celular. Monografía No.18 OEA Washington, D.C.
- GEMPELER LLERAS, Eduardo. 1971. Manual de prácticas de fisiología. Séptima edición. Pontificia Universidad Javeriana. Facultad de medicina. Departamento de fisiología.
- GIESE, Arthur. 1984. Fisiología humana. Quinta edición Nueva Editorial Interamericana.
- GORDON, Malcom. 1984. Fisiología animal. Principios y adaptaciones. Tercera edición. Compañía Editorial Continental.
- GUYTON, Arthur, 1984. Fisiología humana. Quinta edición. Nueva Editorial Interamericana.
- HOAGLAND, Mahlom. 1985. Las raíces de la vida. Salvat Editores.
- HOLLINSHEAND, Henry. Anatomía humana. Tercera edición. Editorial Harla.
- HORROBIN, David. 1975. El organismo humano. Primera edición Editorial Bruguera.
- HOUSSAY, John. 1970. Fisiología humana. Cuarta edición. Editorial Ateneo, Buenos Aires.
- KIMBALL, John. 1986. Biología. Cuarta edición. México. Addison-Wesley Iberoamericana.
- LEUTHARDT, Franz. Tratado de química fisiológica.
- MOUREY, Luis. Uroanálisis moderno. Ames Company. Elkhart. Indiana USA.
- MUEDRA, V. 1968. Atlas de anatomía animal. Ediciones Jover Barcelona.

NOLLER, Carl. 1973. Química orgánica. Tercera edición. Editorial Interamericana.

PLUGLIESE, Angelo. Fisiología humana. 2 tomos.

STONE, George. 1964. Science in action. Prentice- Hall, INC. New Yersey.

STORER, Tracy y otros. Zoología general.

TICONO, Ignacio; SAUER, Keneth y James WANG. 1980. Físicoquímica y aplicaciones a las ciencias biológicas. Prentice-Hall.

UNESCO. MANUAL PARA LA ENSEÑANZA DE LAS CIENCIAS NATURALES.

VIDAL, Jorge. 1940. Anatomía. fisiología e higiene. Primera edición. Editorial Stella. Buenos Aires.

VILLARREAL, H. 1959. Riñón y electrolitos. Primera edición. México, D.F.

VILLEE, Claude. 1984. Biología. Séptima edición, Nueva Editorial Interamericana. México.

WALLIS, G. 1955. Biología práctica. Manual de laboratorio. Madrid. Tercera edición. Editorial Aguilar.

WILSON, JAMES. 1989. Fundamentos de Fisiología animal. Noriega Editores, Limusa.