

FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA, UNAM
DEPARTAMENTO DE FISIOLÓGÍA Y FARMACOLOGÍA

**MANUAL DE PRÁCTICAS DE FISIOLÓGÍA
VETERINARIA**

SEPTIEMBRE 2013

UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO

Dr. José Narro Robles

Rector

Lic. Leopoldo Silva Gutiérrez

Secretario General

FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

Dra. María Elena Trujillo Ortega

Directora

M en C. Juan Nava Navarrete

Secretario General

DEPARTAMENTO DE FISIOLÓGÍA Y FARMACOLOGÍA

Dra. Sara del Carmen Caballero Chacón

Jefa del Departamento

Dra. Maricela Ortega Villalobos

Coordinadora de Fisiología

M en C. María del Carmen Frías Domínguez

Coordinadora del Laboratorio de Fisiología

AUTORES

M en C. María del Carmen Frías Domínguez

Dra. Maricela Ortega Villalobos

ÍNDICE

<i>Práctica 1.</i>	
Líquidos corporales y Osmolaridad	1
<i>Práctica 2.</i>	
Potencial de acción	7
<i>Práctica 3.</i>	
Control nervioso del músculo liso intestinal	19
<i>Práctica 4.</i>	
Electrocardiografía veterinaria	26
<i>Práctica 5.</i>	
Ciclo cardiaco y fonocardiografía	36
<i>Práctica 6.</i>	
Medición y regulación de la presión arterial	43
<i>Práctica 7.</i>	
Volúmenes y capacidades pulmonares y regulación de la respiración	53
<i>Práctica 8.</i>	
Valoración de la temperatura corporal, frecuencia cardiaca, del pulso y respiratoria y su modificación homeostática durante el ejercicio	62
<i>Práctica 9.</i>	
Hormonas gonadotrópicas y determinación de la etapa del ciclo estral en la rata mediante citología vaginal exfoliativa	69
<i>Práctica 10.</i>	
Metabolismo basal, hormonas tiroideas y eje hipotálamo-hipófisis-tiroides	79

Práctica 1. Líquidos corporales y Osmolaridad

Objetivos:

- Calcular el volumen de los líquidos corporales de un animal.
- Calcular la osmolaridad de diversas soluciones y determinar su tonicidad.
- Identificar los efectos de la alteración de la osmolaridad del líquido extracelular sobre el volumen y la integridad celular.

Temas de estudio:

- Distribución de los líquidos corporales
- Ósmosis
- Molaridad y osmolaridad
- Características de las soluciones isotónicas, hipotónicas e hipertónicas

Cuestionario:

Indicaciones: Revise las ediciones más recientes de los libros de Fisiología para fundamentar sus respuestas.

1. ¿Cómo se distribuye el agua en el organismo?
2. Mencione el porcentaje del peso corporal al que corresponde el agua corporal total (ACT)
3. Considerando el ACT como 100%, mencione a qué porcentaje del ACT corresponde el líquido intracelular (LIC) y a qué porcentaje corresponde el líquido extracelular (LEC)
4. Calcule los valores de ACT, LIC y LEC en un perro adulto que pesa 22 kg.
5. ¿Cuál es el valor (rango) normal de la osmolaridad de los líquidos corporales de los animales domésticos?
6. ¿Qué es un mol? (cambio de orden de pregunta)
7. ¿Qué características tiene una solución 1 molar?
8. ¿Cómo influye la disociación de las partículas de un compuesto en la osmolaridad de una solución?
9. ¿Qué es la ósmosis?
10. Menciona las características de las soluciones isotónicas, hipotónicas e hipertónicas

INTRODUCCIÓN

El organismo animal está constituido por diversos compuestos como glúcidos, lípidos, proteínas, minerales y agua. El agua es el elemento más abundante, ya que constituye entre el 60-80% del peso corporal del animal y se encuentra formando parte de los llamados líquidos corporales. El porcentaje del peso corporal que corresponde al agua corporal total (ACT) depende de algunos factores como la edad, el sexo, el contenido de grasa corporal, así como del estado fisiológico.

En el organismo, el agua se encuentra dentro y fuera de las células, formando parte del líquido intracelular y extracelular, respectivamente. El porcentaje del ACT que corresponde al líquido intracelular (LIC) es aproximadamente 60%, mientras que el líquido extracelular (LEC) corresponde aproximadamente al 40% del ACT. Este porcentaje se distribuye en diferentes proporciones en los constituyentes del LEC: plasma, líquido intersticial y líquidos transcelulares.

Para el adecuado funcionamiento del organismo resulta indispensable que el volumen, la composición y las propiedades de los líquidos corporales mantengan ciertas características. Una de éstas es la osmolaridad de los líquidos corporales, que es una medida de la concentración de solutos osmóticamente activos en ellos.

Al referirnos a la osmolaridad es necesario tener presentes algunos aspectos, que revisaremos a continuación:

- El **mol** es una unidad de medida de las sustancias químicas, que corresponde al peso molecular de un compuesto (o al peso atómico de un elemento) expresado en gramos. Un mol de cualquier compuesto contiene 6.022×10^{23} (número de Avogadro) moléculas y un mol de un elemento químico contiene esa misma cantidad de átomos. Por ejemplo:

Elemento: Sodio (Na)

Peso atómico del Na: 23

1 mol de Na = 23 gramos

1 mol de Na contiene 6.022×10^{23} átomos de Na

Compuesto: Cloruro de sodio (NaCl)

Peso molecular del NaCl: 58.5

1 mol de NaCl = 58.5 gramos

1 mol de NaCl contiene 6.022×10^{23} moléculas de NaCl

- La **molaridad** de una solución corresponde o está dada por el número de moles de soluto presentes en cada litro de solución; considerando lo anterior, si un litro de solución contiene una cantidad de soluto igual a su peso molecular o atómico expresado en gramos, será una solución con una molaridad de 1, o una **solución 1 molar** (1 M).
- La molaridad como forma de expresar la concentración de una solución es de suma importancia en fisiología, ya que indica indirectamente el número de moléculas o átomos del soluto presentes en un litro de la solución. A partir de la molaridad se puede, por ejemplo, comparar la concentración de dos soluciones que contengan solutos con pesos moleculares o atómicos diferentes, ya que se toma en cuenta el número de moléculas o átomos y no la cantidad en gramos del soluto, de manera que cantidades diferentes (en gramos) de dos solutos podrían aportar la misma cantidad de moléculas o átomos.
- La **osmolaridad** de una solución corresponde o está dada por el número de osmoles presentes en cada litro de solución. Ahora bien, un **osmol** es igual a un mol de partículas disueltas en una solución. De esta manera, si por ejemplo, cada molécula de un mol de soluto se disocia en dos partículas al entrar en disolución, dicho mol estaría aportando dos osmoles; mientras que si el soluto no se disocia, un mol de soluto solamente aportaría un osmol. Así:



- Por lo tanto la osmolaridad de una solución es igual a su molaridad multiplicada por el número de partículas en las que se disocia cada molécula del soluto; en caso de que las moléculas de soluto no se disocien al entrar en solución o que el soluto sea un elemento, la osmolaridad de la solución será igual a su molaridad.

Los líquidos corporales tienen un valor de osmolaridad de aproximadamente 280-300 miliosmoles/litro (mOsm/L). La osmolaridad es una característica muy importante ya que es uno de los principales determinantes del volumen del líquido celular, por afectar el movimiento del agua a través de la membrana plasmática, mediante el proceso de la ósmosis.

La **ósmosis** se define como la difusión o flujo neto del agua, a través de una membrana permeable al agua, pero impermeable o parcialmente permeable a los solutos (membrana semipermeable), desde el compartimiento de mayor concentración de agua (menor concentración de solutos o menor osmolaridad) hasta el compartimiento de menor concentración de agua (mayor concentración de solutos o mayor osmolaridad).

En general, los líquidos de los diferentes compartimientos del organismo (LIC y LEC) tienen la misma osmolaridad. Si por alguna causa la osmolaridad de alguno de ellos cambia, puede presentarse un desplazamiento neto de agua a través de la membrana plasmática hasta que la osmolaridad de ambos se iguale (siempre y cuando se conserve la integridad de la membrana plasmática). En estas condiciones, a raíz del flujo de agua, la osmolaridad alcanzará un nuevo valor. Los cambios en el volumen y en la concentración del LIC tienen múltiples consecuencias sobre el funcionamiento celular, pudiendo incluso llegar a causar la muerte al animal.

En medicina, para comparar la osmolaridad de las soluciones con la de los líquidos corporales se utilizan los términos isotónico, hipotónico e hipertónico. Una solución es isotónica si al estar en contacto con las células del organismo no genera movimiento neto de agua a través de la membrana plasmática; una solución será hipotónica si provoca flujo neto de agua del exterior al interior de la célula; la solución será hipertónica si produce flujo neto de agua del interior al exterior de la célula.

Dada la importancia de la osmolaridad, el organismo cuenta con múltiples mecanismos que contribuyen a mantenerla dentro de valores adecuados. Son ejemplos de estos mecanismos la acción de la hormona antidiurética y la sed, que son estimulados por el incremento de la osmolaridad del LEC; gracias a estos mecanismos puede incrementarse el volumen del líquido corporal, y favorecer el restablecimiento del valor adecuado (normal) de osmolaridad.

MATERIAL Y EQUIPO REQUERIDO

Por alumno

- Bata
- Manual de prácticas
- Calculadora
- Cinta adhesiva (*Masking tape*)
- Tabla periódica de los elementos
- 1 par de guantes de latex

Material proporcionado por el laboratorio:

Para uso general:

- 1 charola de metal
- 1 gradilla de metal
- 1 tubo con sangre

Por equipo:

- 1 charola de metal
- 1 gradilla de metal
- Una piseta
- 4 vasos de precipitados de 100 ml
- 3 matraces volumétricos de 100 ml
- 4 tubos de ensaye
- 4 pipetas de vidrio de 1 o 2 ml
- 1 propipeta
- 3 pipetas Pasteur de plástico
- 2 microscopios ópticos
- 5 portaobjetos
- 5 cubreobjetos

Sustancias por equipo

- 350 ml de agua destilada
- 1 sobre con 0.6 gramos de NaCl
- 1 sobre con 0.9 gramos de NaCl
- 1 sobre con 1.4 gramos de NaCl

PROCEDIMIENTO

- A. Calcule las concentraciones (molaridad, osmolaridad) y determine la tonicidad de las soluciones que serán utilizadas durante la práctica. Anote los resultados en la siguiente tabla¹.

Solución	Gramos de NaCl por litro de solución	Gramos de NaCl por 100 ml de solución	Molaridad de la solución (moles/litro)	Osmolaridad de la solución (mOsm/litro)	Osmolaridad con un coeficiente osmótico de 93% (mOsm/litro)	Tonicidad de la solución
NaCl al 0.9 %						
NaCl al 0.6 %						
NaCl al 1.4 %						
NaCl al 5.85 %						
Agua destilada **						

¹ Si después de realizar su práctica tiene dudas sobre la realización de estos cálculos puede consultar el anexo 1.

** No es una solución propiamente dicha, ya que no contiene solutos, pero es conveniente que quede incluida en la tabla, para comparación.

Se pondrán eritrocitos en contacto con 3 soluciones de diferente osmolaridad con la finalidad de observar los cambios derivados de la exposición a dichas soluciones

B. Preparación de soluciones de cloruro de sodio, con 3 diferentes concentraciones

1. Identifique cuatro vasos de precipitados de 100 ml con una cinta adhesiva de la siguiente manera:
 - Agua destilada
 - Solución de NaCl al 0.9 % (isotónica)
 - Solución de NaCl al 0.6 % (hipotónica)
 - Solución de NaCl al 1.4 % (hipertónica)
2. Identifique los matraces volumétricos con las tres soluciones
3. Coloque en el matraz volumétrico la cantidad de cloruro de sodio necesaria para preparar la solución en cuestión
4. Con la piseta, vierta agua destilada en el matraz hasta aproximadamente la mitad de su volumen
5. Agite vigorosamente para disolver el NaCl
6. Afore a 100 ml con agua destilada y vuelva a agitar
7. Vierta la solución en el vaso de 100 ml correspondiente
8. Repita el procedimiento desde el paso 3 para preparar las demás soluciones.

C. Dilución de muestras de sangre en cada una de las soluciones preparadas.

1. Identifique cuatro tubos de ensayo, con una cinta adhesiva, de la siguiente manera y colóquelos en la gradilla:
 - Solución de NaCl al 0.9 % (isotónica)
 - Solución de NaCl al 0.6 % (hipotónica)
 - Solución de NaCl al 1.4 % (hipertónica)
 - Agua destilada
2. Con una pipeta de vidrio coloque 0.1 ml de la sangre proporcionada por el laboratorio en el fondo de cada uno de los tubos de ensayo
3. Adicionalmente, con las pipetas de vidrio, coloque 0.4 ml de cada una de las soluciones preparadas y de agua destilada, en los tubos correspondientes

D. Efectos osmóticos de las soluciones con diferentes concentraciones de NaCl. Preparación de frotis sanguíneos y observación al microscopio.

1. Identifique tres portaobjetos con el nombre o tonicidad de cada una de las soluciones
2. Identifique un portaobjetos con la leyenda: agua destilada
3. Identifique otro portaobjetos con la leyenda: sangre sola

NOTA: Es recomendable realizar y observar los frotis en el siguiente orden: 1) sangre sola, 2) solución isotónica, 3) solución hipotónica, 4) agua destilada y 5) solución hipertónica

4. Coloque una gota de sangre sola en el portaobjetos correspondiente y enseguida coloque gentilmente un cubreobjetos sobre la gota
5. Realice los demás frotis, de manera similar, utilizando las muestras de las soluciones y el agua destilada mezcladas con sangre

NOTA: Observe los frotis al microscopio conforme los vaya preparando ya que la evaporación del agua afecta la osmolaridad de la solución alterando los resultados

E. Observación de los frotis

1. Observe al microscopio, empezando por el objetivo de menor aumento
2. Una vez enfocado el frotis proceda a cambiar de objetivo. Repita este paso hasta llegar al objetivo de 40X
3. Observe cuidadosamente el primer frotis (sangre sola) y describa junto con su equipo las características generales de los glóbulos rojos. Realice un dibujo de lo observado y haga sus anotaciones en la tabla de resultados
4. Observe cuidadosamente cada uno de los frotis restantes en el orden indicado y junto con su equipo describa las alteraciones observadas en los glóbulos rojos, como resultado de su exposición a diferentes soluciones. Realice las anotaciones pertinentes y dibuje lo observado.

REPORTE DE LA PRÁCTICA:

Sobre la base de la revisión de los aspectos teóricos del tema de esta práctica, discuta los resultados obtenidos. Complete la tabla que se presenta y proporcione la información que se le pide para elaborar con todo ello su reporte de la práctica.

1. Complete la siguiente tabla

FROTIS	DIBUJE LO OBSERVADO	DESCRIBA LA MORFOLOGÍA INDIVIDUAL DE LOS ERITROCITOS	¿A QUÉ ATRIBUYE ESTA MORFOLOGÍA?
SANGRE SOLA			
ERITROCITOS EXPUESTOS A SOLUCIÓN ISOTÓNICA (NaCl al 0.9%)			
ERITROCITOS EXPUESTOS A SOLUCIÓN HIPOTÓNICA			
ERITROCITOS EXPUESTOS A SOLUCIÓN HIPERTÓNICA (NaCl al 1.4%)			
ERITROCITOS EXPUESTOS AL AGUA DESTILADA			

2. Complete los siguientes enunciados escribiendo la información faltante en los espacios:
- A) Cuando las células se exponen a un medio hipotónico, como la solución de NaCl al _____, se presenta un flujo neto de agua del _____ al _____ de las células, lo que da como consecuencia que el volumen del líquido intracelular _____ y las células se _____.
- B) Cuando las células se exponen a un medio hipertónico, como la solución de NaCl al _____, se presenta un flujo neto de agua del _____ al _____ de las células lo que da como consecuencia que el volumen del líquido intracelular _____ y las células se _____.
3. Discuta la importancia que tiene para el organismo, el mantenimiento de la osmolaridad dentro de un rango adecuado de valores (media cuartilla)

Literatura recomendada:

a) Literatura básica:

- Smith, E.K.M.: **Líquidos y electrolitos**. *Manual Moderno*, 1994, México (QP90.5 S54 1994)
- Barrett, K.E., Barman, S.M., Boitano, S., Brooks, H.L.: Ganong. **Fisiología Médica**. 23ª ed., *McGraw-Hill Interamericana*, México, 2010. (QP31 G3218)
- Guyton, A.C. y Hall, J.E.: Tratado de Fisiología Médica. 11ª ed., *Elsevier*, España, 2006. (QP34.5 G818)
- Ruckebush Y., Phaneuf L.P. y Dunlop R.: **Fisiología de Pequeñas y Grandes Especies**. *Manual Moderno*, México, 1994. (SF768 R8318)

b) Literatura complementaria

- Crockford, H.D. and Knight, S.B.: **Fundamentos de Físicoquímica**. 4ª.ed., *Compañía Continental*, México, 1981. (QD453 C815195)
- Jiménez Vargas J.: **Físicoquímica Fisiológica**. 6ª, ed., *Interamericana*, México, 1984. (QD453 J522)

GLOSARIO

Solución	Mezcla homogénea, de tipo molecular o iónico, de dos o más sustancias que no reaccionan entre sí y cuyos componentes se encuentran en proporción variada.
Ósmosis	Flujo neto de moléculas de agua, del compartimiento de menor concentración de soluto al compartimiento de mayor concentración de soluto, a través de una membrana impermeable al soluto pero permeable al agua.
Membrana semipermeable	Membrana permeable al agua pero impermeable a los solutos.
Mol	Cantidad de gramos de una sustancia igual a su peso atómico en el caso de los elementos o peso molecular en el caso de los compuestos.
Molaridad	Indica el número de moles de soluto contenidos en un litro de solución total.
Osmol	Equivale al peso molecular en gramos de una sustancia dividido por el número de partículas en las que se disocia cada molécula de dicha sustancia al estar en solución.
Osmolaridad	Es una medida de la concentración de solutos osmóticamente activos en una solución e indica el número de osmoles de soluto contenidos en un litro de solución total.
Coefficiente osmótico	Expresa la desviación del comportamiento osmótico real sobre el coeficiente osmótico teórico.
Tonicidad	Término usado para referirse a la relación entre la osmolaridad de una solución y la del plasma y sus efectos sobre la difusión neta de agua a través de la membrana plasmática celular.

Práctica 2. Potencial de acción

Objetivo:

- Comprender los fenómenos que intervienen en la generación y desarrollo del potencial de acción en neuronas
- Comprender la importancia de los estímulos subumbrales despolarizantes e hiperpolarizantes
- Identificar diversas características o propiedades del potencial de acción

Temas de estudio:

- Transporte iónico a través de la membrana
- Permeabilidad iónica de la membrana
- Conductancia iónica de la membrana
- Potencial de membrana
- Estímulo
- Potencial de acción
- Características del potencial de acción
- Bloqueadores de canales para sodio y potasio

Cuestionario:

1. Mencione qué es el potencial de membrana y a qué se le denomina potencial de membrana en reposo.
 2. Diga a que se refiere que la membrana sea permeable a un determinado ion
 3. Señale 1 manera específica mediante la cual puede cambiar la permeabilidad de la membrana a un ion
 4. Diga que es una célula excitable y de 2 ejemplos
 5. Mencione qué es un estímulo
 6. Mencione la clasificación de los estímulos según su intensidad y señale sus características
 7. Mencione que es el potencial de acción y diga que fases lo componen.
 8. Indique los cambios de permeabilidad y flujos iónicos que caracterizan a cada una de las fases del potencial de acción.
 9. Mencione la "Ley del todo o nada".
 10. Mencione las características de los periodos refractarios que presenta la célula durante y después del desarrollo de un potencial de acción
- Mencione el nombre de un bloqueador de canales para sodio y uno de canales para potasio

Introducción

En lo general, la **membrana plasmática** de las células animales está polarizada, ya que existe una diferencia de carga electroquímica a ambos lados de la misma. Esta diferencia de carga se presenta básicamente entre las superficies interna y externa de la membrana, pues, salvo esta diferencia, el citoplasma y el medio extracelular son electroneutros. Tal condición determina la existencia de una **diferencia de potencial eléctrico entre el interior y el exterior celular**, a la cual se le denomina, **potencial de membrana**. Esta diferencia puede medirse colocando un electrodo dentro de la célula y otro extracelularmente. En condiciones de reposo (cuando la célula no está siendo estimulada) el potencial de membrana se denomina, potencial de membrana en reposo y tiene un valor negativo, entre -40 y -90 mV, en distintas células.

Algunos elementos determinantes del potencial de membrana son: las concentraciones iónicas intra y extracelulares, la permeabilidad iónica de la membrana, la temperatura y la actividad de ATPasas como la bomba de $\text{Na}^+ - \text{K}^+$. Así, por ejemplo, si las concentraciones iónicas se alteran puede alterarse el potencial de membrana.

La membrana plasmática posee canales para los iones potasio, sodio, calcio y cloruro que determinan su permeabilidad iónica. Para cada uno los iones existen distintos tipos de canales, como son los canales de fuga, los dependientes de voltaje, dependientes de ligando, dependientes de sustancias intracelulares,

dependientes de estímulos mecánicos, etc. Los canales de fuga se encuentran permanentemente abiertos, pero los demás pueden estar abiertos o cerrados, por lo que la permeabilidad de la membrana puede variar dependiendo del tipo de canales y la cantidad de los mismos, que se encuentren abiertos en un determinado momento. Al disminuir o aumentar la permeabilidad puede disminuir o aumentar el flujo neto de una especie iónica a través de la membrana y tal flujo de iones genera un flujo de corriente eléctrica transmembranal. Estos flujos de corriente pueden a su vez modificar el potencial eléctrico de la membrana.

Un factor importante en el desarrollo del flujo de iones es la conductancia eléctrica (g), la cual es el inverso de la resistencia ($G=1/R$), esto es, mientras menor sea la resistencia eléctrica mayor será la conductancia y viceversa. La unidad de la conductancia es el siemen (S) y es una medida de la facilidad con la que puede fluir una corriente eléctrica determinada de un sitio a otro, por ejemplo, de un lado a otro de la membrana plasmática.

La conductancia está estrechamente relacionada con la permeabilidad de la membrana pero no es estrictamente sinónimo de ésta. Por ejemplo, si el potencial de membrana tiene un valor igual al potencial de equilibrio electroquímico de un ion, ese ion se encuentra en equilibrio electroquímico y por lo tanto, su flujo neto será de cero, por lo que, aunque la membrana sea muy permeable a dicho ion, no habrá una corriente eléctrica neta por el flujo del mismo, por lo que, la conductancia para ese ion, en esas condiciones, será de cero.

El potencial de membrana en reposo está determinado de manera importante por los canales de fuga, que como se ha mencionado, se encuentran permanentemente abiertos; en reposo la membrana es mucho más permeable al potasio que al sodio, debido a lo cual iones potasio difunden de manera neta hacia el exterior de la célula (ya que su concentración intracelular es mayor que la extracelular) provocando que el interior se cargue negativamente y presente un potencial de membrana de valor negativo; este valor es cercano al potencial de equilibrio del potasio, que tiene un valor alrededor de los -90 mV.

El potencial de membrana en reposo se mantiene más o menos constante mientras la célula no reciba estímulos, pero al ser estimulada el potencial puede sufrir diversos cambios. Para referirse al cambio del valor de reposo a un **valor menos negativo** (por ejemplo, de -70 a -50 mV) o **incluso positivo**, se utiliza el término de **despolarización**, mientras que, el cambio a un **valor más negativo** que el de reposo se denomina **hiperpolarización**.

Por otra parte, los cambios que sufre el potencial de membrana también son denominados de manera particular dependiendo de sus características específicas, así, por ejemplo, se habla de, potenciales subumbrales y potenciales de acción. Los **potenciales subumbrales** son cambios del potencial de membrana de pequeña magnitud (pocos mV) y poca duración (milisegundos, ms), pueden ser despolarizantes o hiperpolarizantes, se propagan con decremento sólo a cortas distancias del punto de recepción del estímulo (por lo que también se denominan locales) y son susceptibles de sumación temporal y espacial.

Los **potenciales de acción (P.A.)** son cambios del potencial de membrana de carácter despolarizante, de breve duración (ms) y gran magnitud (decenas de mV) y se propagan sin decremento por toda la membrana plasmática. También se define al P.A. como una inversión del potencial de membrana de breve duración y se utilizan como sinónimos, disparo, impulso, espiga (sobre todo en neuronas). En general constan de tres fases: despolarización, repolarización y poshiperpolarización. Con excepción de las células autoexcitables, para que una célula excitable desarrolle un potencial de acción debe recibir un estímulo capaz de despolarizar su membrana hasta un valor denominado potencial umbral. El potencial umbral es el valor de potencial de membrana en el que se provoca la apertura de una cantidad suficiente de canales para sodio, que permita un ingreso de sodio que genere una despolarización hasta valores positivos. En otras palabras, el potencial umbral es el potencial que debe alcanzarse para que se desarrolle un potencial de acción y por ello también se denomina, potencial de disparo.

La despolarización umbral o superior (supraumbral) genera el desarrollo de un P.A. debido a que provoca la apertura de canales para sodio dependientes de voltaje (aumento de la permeabilidad de la membrana para el sodio) y con ello la entrada de sodio a la célula (aumento de la conductancia de la membrana para el sodio) con lo que se despolariza aún más; esta despolarización, a su vez, provoca la apertura de más canales para Na^+ , permitiéndose así una mayor entrada de sodio y por consiguiente, una mayor

despolarización; a su vez esta despolarización adicional provoca apertura de más canales para sodio y así sucesivamente hasta que se abren prácticamente la totalidad de los canales para sodio del área estimulada (por sus características este fenómeno se considera un proceso de retroalimentación positiva). Fracciones de milisegundo después de que los canales para Na^+ se abren, se inactivan y cierran. Los eventos antes señalados se desarrollan rápidamente, con una duración de menos de un milisegundo a pocos milisegundos y a la despolarización desarrollada se le denomina **fase de despolarización del potencial de acción**. Durante esta fase del P.A., debido al aumento considerable de la permeabilidad para el sodio, el potencial de membrana adquiere valores cercanos al valor del potencial de equilibrio del sodio, que tiene un valor alrededor de +55 mV.

Hacia el final de la fase de despolarización, además de inactivarse y cerrarse los canales para sodio (lo que limita la entrada de sodio), se abren una cantidad considerable de canales para potasio dependientes de voltaje (aumento de la permeabilidad de la membrana para el potasio), gracias a lo cual se incrementa la salida de potasio hacia el exterior de la célula (aumento de la conductancia de la membrana para el potasio), y ya que se trata de un catión, su salida lleva fuera cargas positivas, con lo que la célula regresa a su potencial de membrana en reposo; dando lugar a la fase de repolarización del potencial de acción.

Durante la fase de repolarización el flujo de potasio hacia fuera de la célula es superior al necesario para que se alcance justamente el potencial de membrana en reposo y por consiguiente, la célula adquiere un valor más negativo que dicho potencial, esto es, se hiperpolariza, a lo cual se le denomina poshiperpolarización (PHP). La recuperación del valor de reposo del potencial y la PHP contribuyen a que los canales para sodio se desinactiven y puedan ser abiertos cuando la célula vuelva a despolarizarse.

Aún durante el reposo, pero sobre todo durante el desarrollo de potenciales de acción, hay un ingreso neto de sodio a la célula y una salida neta de potasio de la misma; por lo que para que la concentración intra y extracelular de cada uno de estos iones se mantenga relativamente constante se requiere de la actividad de las bombas de $\text{Na}^+ - \text{K}^+$, presentes en la membrana plasmática, las cuales, mediante transporte activo, sacan sodio e introducen potasio, en una relación de 3 iones de sodio por cada 2 de potasio. Dicha actividad, que implica un importante gasto de energía, es fundamental para conservar los gradientes iónicos necesarios para el mantenimiento del potencial de membrana en reposo y el desarrollo de potenciales de acción.

Los potenciales de acción son respuestas todo o nada, esto es, cuando en condiciones “normales” una célula es estimulada, dependiendo del estímulo, se desarrolla un potencial de acción o no se desarrolla, pero si se desarrolla lo hace con la máxima magnitud propia de esa célula.

Los potenciales de acción son fenómenos que desencadenan eventos celulares necesarios para que las células excitables lleven a cabo sus funciones como son: la liberación de neurotransmisores, en el caso de las células nerviosas y la contracción, en el caso de las células musculares, por lo que son indispensables para el funcionamiento del organismo y para la vida.

En esta práctica se trabajará con un simulador computacional basado en el registro intracelular del potencial de membrana del axón gigante de calamar; el cual puede ser sometido a diversas condiciones como son: aplicación de estímulos de diversa intensidad y duración, cambios de las concentraciones iónicas intra y extracelulares, exposición a bloqueadores de canales iónicos, etc. Para su mejor aprovechamiento es necesario que el alumno tenga claro en qué consiste el registro que se está observando y de manera muy especial, que sea capaz de interpretar correctamente los registros que se obtengan durante la práctica.

Material y equipo requerido:

Por alumno:

Manual de prácticas

Material proporcionado por el laboratorio:

1 Computadora por alumno con el programa computacional “Axovacs” versión 2.0.

Procedimiento:**INTRODUCCIÓN AL PROGRAMA AXOVACS.****Manejo general**

1.- Al estar en el menú principal oprima el número 5 “**Action Potential (the basic simulation)**” y después “**enter**”.

TOME EN CUENTA QUE:

- a) en este programa el “**mouse**” o “**ratón**” no está activo, deberá usar las flechas del teclado para mover el “**cursor**” (guión bajo parpadeante).
 b) para asignar valores solo mueva el cursor al sitio adecuado y escriba el valor, no es necesario borrar.
 c) el programa responde a los siguientes comandos especiales:

COMANDOS	Enter	e	c	r	s	p	y	ESC
	entrar	editar	limpiar	Correr registro	asigna valores	asigna valores	salir de la sección	escapar o salir

2.- Oprima “**e**”, aparecerá una ventana de edición con los siguientes valores que permiten experimentar con el axón gigante de calamar virtual.

VALOR		UNIDAD		NOTA
Potencial de Membrana Inicial	“Initial Membrane Potential”	mV	milivolts	DURANTE TODA LA PRÁCTICA SIEMPRE DEBE ESTAR EN -60 mV
Intensidad del estímulo	“Amplitude”	$\mu\text{A}/\text{cm}^2$	micro amperios/centímetro cuadrado	
Momento de aplicación del estímulo	“Starting time”	ms mseg	milisegundos	
Duración del estímulo	“Duration”	ms mseg	milisegundos	
		nM	nanomoles	
		mM	milimoles	
		Hz	herzt	
		A	ampere	

Quando se trabaje con otras secciones se indicarán los detalles particulares de su manejo.

LOS RESULTADOS DE LAS GRÁFICAS DEBEN SER DIBUJADAS EN LAS HOJAS QUE SE ANEXAN AL FINAL DE ESTA PRÁCTICA (“PLANTILLAS PARA GRÁFICAS”) Y DISCUTIDAS EN GRUPO.

Identificación del registro

1.- Oprima “**e**” para asignar valor a la sección **PRIMER ESTÍMULO**.

- intensidad del estímulo: **0** $\mu\text{A}/\text{cm}^2$
- momento de aplicación del estímulo: **0** ms
- duración del estímulo: **0** ms

*En este momento no ocuparemos la sección para un **segundo estímulo**, todo debe quedar en **0***

2.- Oprima “**r**” y observe.

EJERCICIO I**Identificación de los estímulos con base en su intensidad y en los efectos provocados sobre el potencial de membrana**

- 1.- Observaremos un nuevo registro, oprima “c” y luego “e”.
- 2.- En la sección **PRIMER ESTÍMULO** asigne los siguientes valores:
 - intensidad del estímulo: **30** $\mu\text{A}/\text{cm}^2$
 - momento de aplicación del estímulo: **1** ms
 - duración del estímulo: **0.1** ms

*En este momento no ocuparemos la sección para un **segundo estímulo**, todo debe quedar en 0*
- 3.- Oprima “r” y analice.
- 4.- Oprima “c”, aplique estímulos aumentando la **intensidad del estímulo de 10 en 10 $\mu\text{A}/\text{cm}^2$** hasta que se presente una gráfica que indica el desarrollo de un Potencial de Acción (PA).
- 5.- A partir del valor que provoca un PA disminuya de **1 en 1 $\mu\text{A}/\text{cm}^2$** hasta que ya NO se provoque un PA.
- 6.- Con base en este ejercicio identifique el valor del **estímulo umbral** para el axón gigante de calamar virtual.
- 7.- Aplique estímulos mayores (**supraumbrales**) al valor encontrado como estímulo umbral.

Dibuje 3 gráficas, una por cada tipo de estímulo (subumbral, umbral, supraumbral)

EJERCICIO II**Sumación temporal de estímulos subumbrales despolarizantes**

En esta parte aplicaremos dos estímulos subumbrales sucesivos, con un intervalo de tiempo entre ellos, en el mismo lugar.

- 1.- Oprima “e”. Asigne valores subumbrales tanto al PRIMER ESTÍMULO como al SEGUNDO ESTÍMULO con distinto momento de inicio pero con la misma duración (0.1ms), repita tantas veces como sea necesario **hasta obtener una PA**. Ejemplo:

PRIMER ESTÍMULO

- Intensidad del estímulo: **20** $\mu\text{A}/\text{cm}^2$
- Momento de aplicación del estímulo: **1** ms
- Duración del estímulo: **0.1** ms

SEGUNDO ESTÍMULO

- Intensidad del estímulo: **30** $\mu\text{A}/\text{cm}^2$
- Momento de aplicación del estímulo: **2** ms
- Duración del estímulo: **0.1** ms

Dibuje 2 gráficas observadas sobre la sumación temporal

EJERCICIO III**Efecto de los estímulos hiperpolarizantes sobre la probabilidad de desarrollo de potenciales de acción**

- 1.- Oprima “c” y en seguida “e”.
- 2.- Asigne los siguientes valores y en seguida oprima “r”.

PRIMER ESTÍMULO

- intensidad del estímulo: **-100** $\mu\text{A}/\text{cm}^2$
- momento de aplicación del estímulo: **1** ms
- duración del estímulo: **0.1** ms

SEGUNDO ESTÍMULO

- intensidad del estímulo: **0** $\mu\text{A}/\text{cm}^2$
- momento de aplicación del estímulo: **0** ms
- duración del estímulo: **0** ms

- 3.- Oprima “c”, después “e” y asigne los siguientes valores.

PRIMER ESTÍMULO

- intensidad del estímulo: **-100** $\mu\text{A}/\text{cm}^2$
- momento de aplicación del estímulo: **1** ms
- duración del estímulo: **0.1** ms

SEGUNDO ESTÍMULO

- intensidad del estímulo: **(umbral)** $\mu\text{A}/\text{cm}^2$
- momento de aplicación del estímulo: **2** ms
- duración del estímulo: **0.1** ms

- 4.- Vaya incrementando la intensidad del SEGUNDO ESTÍMULO hasta que se desarrolle un PA.

Dibuje 2 de las gráficas observadas sobre el estímulo hiperpolarizante

EJERCICIO IV**Ley del Todo o Nada**

1.- Anote la definición de los siguientes términos:

- Valor máximo de la fase de despolarización del PA _____
- Magnitud del PA _____
- Duración del PA _____

2.- Anote la definición de **Periodo de Latencia**

3.- Oprima “e” y ponga **0** a los valores del SEGUNDO ESTÍMULO, ahora sólo se utilizará el PRIMER ESTÍMULO, al cual asignaremos los siguientes valores:

- Intensidad del estímulo: **30** $\mu\text{A}/\text{cm}^2$
- Momento de aplicación del estímulo: **1** ms
- Duración del estímulo: **0.1** ms

Oprima “r”, analice la gráfica y anote lo que se pide en la tabla de abajo.

4.- Limpie la pantalla, oprima “e”. Aplique un nuevo estímulo con los siguientes valores:

- Intensidad del estímulo: **64** $\mu\text{A}/\text{cm}^2$
- Momento de aplicación del estímulo: **1** ms
- Duración del estímulo: **0.1** ms

Oprima “r”, analice la gráfica y anote lo que se pide en la tabla de abajo.

NOTA: Tome como “**Inicio del PA**” el momento aproximado en el que se inicia la mayor pendiente de la fase de despolarización”.

5.- Limpie la pantalla. Ahora aplique y analice los siguientes 3 estímulos con intensidades de: **70, 100 y 300** $\mu\text{A}/\text{cm}^2$ (**supraumbrales**). LIMPIE LA PANTALLA ENTRE UN ESTÍMULO Y OTRO. Anote lo que se pide en la siguiente tabla.

INTENSIDAD DEL ESTÍMULO ($\mu\text{A}/\text{cm}^2$)	TIPO DE ESTÍMULO	INICIO DEL PA (ms)	PERIODO DE LATENCIA (ms)	AMPLITUD DEL PA (mV)
30				
64				
70				
100				
300				

Dibuje las 5 gráficas observadas sobre la Ley del todo o nada

NOTA: En las siguientes secciones de la práctica hay que analizar detalladamente, además de la gráfica de potencial de membrana, la gráfica inferior que muestra las conductancias (G) para el sodio y el potasio.

FASE DE DESPOLARIZACIÓN DEL POTENCIAL DE ACCIÓN

EJERCICIO V

Participación de los canales para sodio (Na^+)

- 1.- Salga de esta sección oprimiendo **ESC**, luego oprima **“y”** y entre a la **sección 7 “Pharmacology (Specific blockade of Na or K channels)”**.
- 2.- Oprima **“e”** y observe los valores. En momento de aplicación del estímulo cambie el valor a **1ms**. Los demás valores no se modifican. Oprima **“r”**.
- 3.- Tome nota de los datos requeridos en la siguiente tabla y sin limpiar la pantalla oprima **“e”**.
- 4.- Sin modificar los valores del estímulo, asigne un valor de **5 nM** a **saxitoxina (STX)**, bloqueador de canales para Na^+ , y oprima **“r”**. Anote en la tabla los datos requeridos.
- 5.- Sin limpiar la pantalla cambie a **10 nM** la concentración de **saxitoxina (STX)** y anote su resultado en la tabla..

CONCENTRACIÓN DE STX	GENERACIÓN DEL PA (SI – NO)	AMPLITUD DEL PA (mV)
0 nM		
5 nM		
10 nM		

Dibuje las 3 gráficas observadas sobre la participación de los canales para Na

FASE DE REPOLARIZACIÓN DEL POTENCIAL DE ACCIÓN

EJERCICIO VI

Participación de los canales para potasio (K^+)

- 1.- Oprima **“e”** y asigne **0** al valor de **STX**. Verifique que la concentración de **TEA** sea de **0 mM**. En momento de aplicación del estímulo cambie el valor a **1ms**. Los demás valores no se modifican. Oprima **“r”** y observe.
- 2.- Tome nota de los datos requeridos en la tabla de abajo y sin limpiar la pantalla oprima **“e”**.
- 3.- Sin modificar los valores del estímulo, asigne un valor de **5 mM** a **tetraetilamonio (TEA)** bloqueador de canales para K, oprima **“r”**.
- 4.- Sin limpiar la pantalla aplique **10 mM** de TEA y complete la siguiente tabla.

CONCENTRACIÓN DE TEA	AMPLITUD DEL PA (mV)	DURACIÓN DEL PA (ms)	POTENCIAL AL FINAL DE LA REPOLARIZACIÓN (mV)
0 mM			
5 mM			
10 mM			

Dibuje 3 de las gráficas observadas sobre la participación de los canales para K

EJERCICIO VII**Relación entre la intensidad del estímulo y la frecuencia de disparo (frecuencia de potenciales de acción)**

Ahora aplicaremos estímulos supraumbrales de intensidad creciente, aplicados durante un tiempo mayor del que se ha venido utilizando, para ver su efecto sobre la frecuencia de disparo.

- 1.- Salga de esta sección oprimiendo **ESC** y después **“y”**, entre a la sección **9 “Advanced version (all current clamp options)”**.
- 2.- Oprima **“d”** y modifique la ESCALA DEL TIEMPO a 100 mseg.
- 3.- Oprima **ESC** y en seguida **“s”**.
- 4.- Asigne al PRIMER ESTÍMULO los siguientes valores:
 - Intensidad del estímulo: **10 $\mu\text{A}/\text{cm}^2$**
 - Momento de aplicación del estímulo: **0 ms**
 - Duración del estímulo: **100 ms**

En este caso el estímulo de 10 μA es supraumbral, ya que se aplicará durante un tiempo considerablemente mayor, 100ms) y presione “r”.

- 5.- Presione **“r”**, cuente la cantidad de PA desarrollados y anótelo en la tabla siguiente. Oprima **“c”**.
- 6.- Aplique 3 estímulos supraumbrales más, aumentando de 5 en 5 el valor de intensidad. Cuente el número de PA desarrollados con la aplicación de cada estímulo y anótelo en la siguiente tabla.

INTENSIDAD DEL ESTÍMULO (μA)	CANTIDAD DE PA/100ms	FRECUENCIA EN Hz (CANTIDAD DE PA/seg)

Dibuje 2 de las gráficas observadas sobre la relación entre la intensidad del estímulo y la frecuencia de disparo

EJERCICIO VIII**Periodos refractarios**

En esta sección se aplicarán dos estímulos con un intervalo de tiempo creciente entre su aplicación.

- 1.- Oprima **“d”** y cambie la ESCALA DE TIEMPO a **25 ms**, oprima **ESC**, después **“s”** y asigne los siguientes valores:

PRIMER ESTÍMULO

- Intensidad del estímulo: **300 $\mu\text{A}/\text{cm}^2$**
- Tiempo de aplicación del estímulo: **1 ms**
- Duración del estímulo: **0.1 ms**

SEGUNDO ESTÍMULO

- Intensidad del estímulo: **500 $\mu\text{A}/\text{cm}^2$**
- Tiempo de aplicación del estímulo: **1.5 ms**
- Duración del estímulo: **0.1 ms**

- 2.- Oprima **“r”** y observe

Para apreciar mejor los efectos de cada estimulación limpie la pantalla entre cada una (tecla “c”)

- 3.- Oprima **“s”**, cambie el tiempo de aplicación del SEGUNDO ESTÍMULO a **2ms** y oprima **“r”**.
- 4.- Aplique una serie de estímulos aumentando el intervalo de tiempo entre ellos de 1 en 1, hasta que se desarrollen dos PA.
- 5.- Analice y discuta los resultados identificando el **periodo refractario absoluto** y su duración en esta célula.
- 6.- Oprima **“e”** y cambie la intensidad del SEGUNDO ESTÍMULO al valor **umbral** y oprima **“r”**.
- 7.- Manteniendo el valor umbral a la intensidad del SEGUNDO ESTÍMULO, aplique una serie de estímulos aumentando el intervalo de tiempo entre ellos de 2 en 2 ms, hasta que se desarrollen dos PA.
- 8.- Analice y discuta los resultados identificando el **periodo refractario relativo**.

	PERIODO REFRACTARIO ABSOLUTO	PERIODO REFRACTARIO RELATIVO
DURACIÓN (ms)		
ANÁLISIS DE RESULTADOS		

Dibuje 2 gráficas, una para el periodo refractario absoluto y otra para el periodo refractario relativo

Reporte de la práctica:

1. Base sus respuestas en los resultados obtenidos durante la práctica y conteste con sus propias palabras.
- 2.- Deberá presentar TODAS las gráficas indicadas en los recuadros al final de cada sección, así como las tablas de resultados.

EJERCICIO	PREGUNTAS
I	1.- Describa los potenciales generados por el estímulo subumbral y el umbral. 2.- ¿Cómo fue la amplitud o magnitud del PA generado por estímulos supraumbrales en comparación con la amplitud o magnitud del PA generado por el estímulo umbral?
II	3.- Describa en qué consiste la sumación temporal de estímulos subumbrales despolarizantes y sus implicaciones sobre el potencial de membrana y sobre la probabilidad de que las células desarrollen PA. 4.- En condiciones normales ¿un sólo estímulo subumbral es capaz de provocar un PA? Justifique su respuesta.
III	5.- Describa cómo afectan los estímulos hiperpolarizantes la probabilidad de que las células desarrollen PA.
IV	6.- ¿A qué se atribuye que la amplitud del PA generado por estímulos supraumbrales sea prácticamente la misma y no sea mayor que la amplitud del PA provocado por el estímulo umbral? 7.- Mencione la relación que encontró entre la intensidad de los estímulos supraumbrales y el periodo de latencia para la presentación del PA.
V	8.- Describa lo que sucedió con el PA y la conductancia de los iones, al aplicar diferentes concentraciones de STX y explique a qué se deben los cambios observados.
VI	9.- Describa lo que sucedió con el PA y la conductancia de los iones al aplicar diferentes concentraciones de TEA y explique a qué se deben los cambios observados.
VII	10.- Mencione la relación que encontró entre la intensidad de los estímulos supraumbrales y la frecuencia de disparo. 11.- Señale algunas implicaciones fisiológicas refiriéndose, por ejemplo, a ¿cómo diferencia el organismo la intensidad de los estímulos dolorosos, si independientemente de su intensidad (umbral o supraumbral), el PA generado por ellos es el mismo?.
VIII	12.- Describa en qué consiste el periodo refractario absoluto y cómo demostró su existencia en la práctica. 13.- Describa en qué consiste el periodo refractario relativo y cómo demostró su existencia en la práctica.

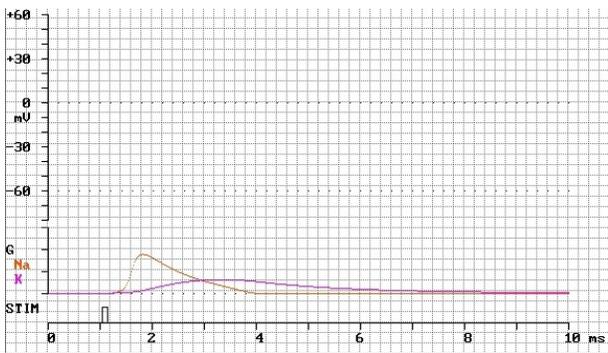
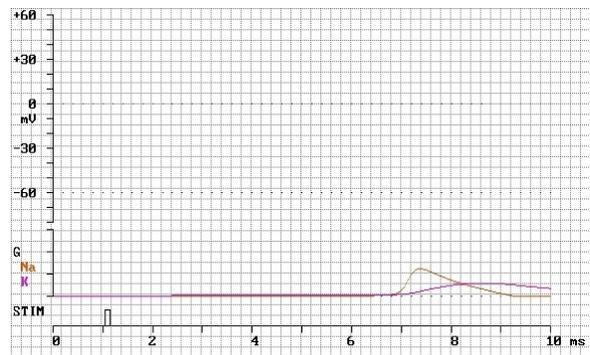
Literatura recomendada:

- Fisiología Médica: Barrett, K. E., Barman, S.M., Boitano, S., Brooks, H.L.: Ganong. Fisiología Médica. 23a ed., McGraw-Hill Interamericana, México, 2010. QP31G32182010
- Fisiología Animal: mecanismos y adaptaciones. Eckert R., Randall D. y Agustine G.: Fisiología Animal: mecanismos y adaptaciones. McGraw-Hill Interamericana, México 2002. QP31.2123382002
- Tratado de Fisiología Médica: Guyton, A.C. y Hall, J.E.: Tratado de Fisiología Médica. 11ª ed., Elsevier, España, 2006. QP34.5G8182011
- Fisiología Humana: Ira Fox Stuar. Fisiología Humana. 10ª edición. McGraw-Hill Interamericana, España, 2008. QP34.5F69182008
- Animal Physiology: Hill RW, Wyse GA. Anderson M. Animal Physiology. 2a edition. Sinuaer Associaters, Inc, USA, 2008. QP31.2H5432008
- Fisiología Veterinaria e Introducción a la Fisiología de los Procesos Productivos. Caballero, Ch.S.C. y Villa G.A. (Editores): FMVZ, UNAM, México, 2010.

PLANTILLAS PARA GRÁFICAS (PARA ANEXAR AL REPORTE)

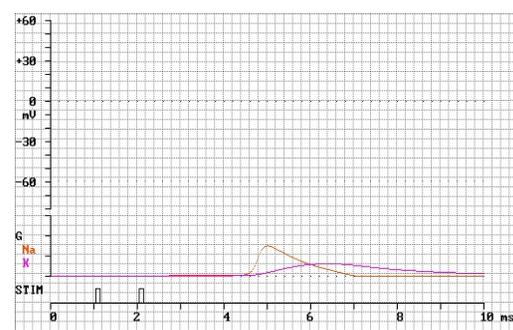
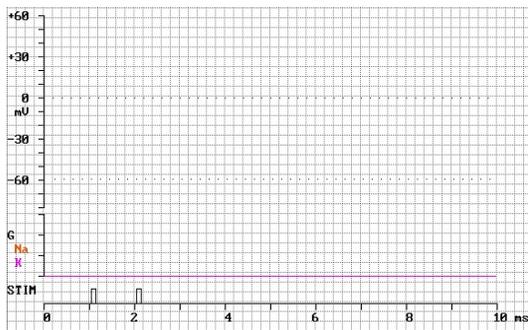
Dibuje los resultados obtenidos sobre las siguientes plantillas. Todas las gráficas deben llevar el título correspondiente.

EJERCICIO I: Identificación de los estímulos con base en su intensidad y en los efectos provocados sobre el PA.

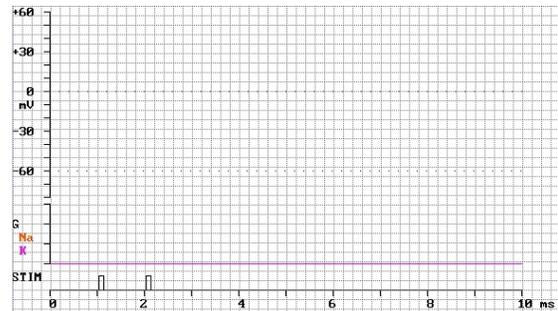
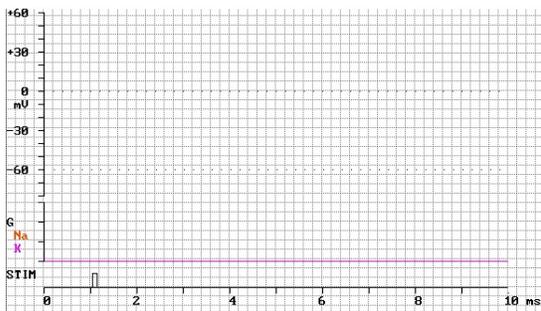


Notas:

EJERCICIO II: Sumación temporal de estímulos subumbrales despolarizantes.



EJERCICIO III: Efecto de los estímulos hiperpolarizantes sobre la probabilidad de desarrollo de potenciales de acción.

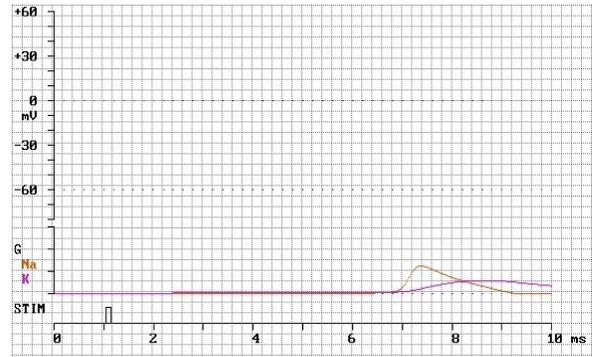


EJERCICIO IV: Ley del Todo o Nada.

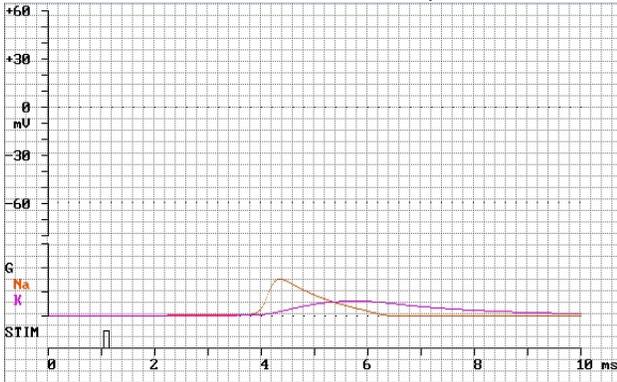
Intensidad del estímulo: **30 $\mu\text{A}/\text{cm}^2$**



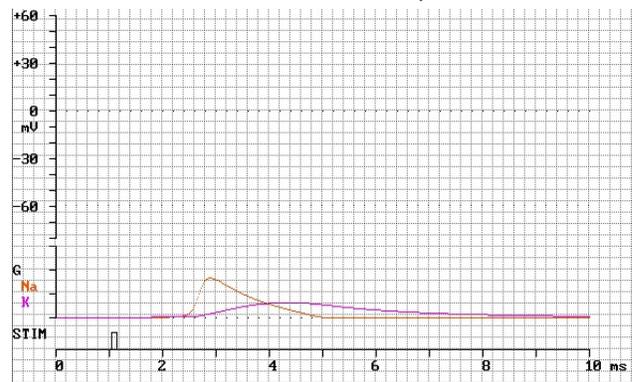
Intensidad del estímulo: **64 $\mu\text{A}/\text{cm}^2$**



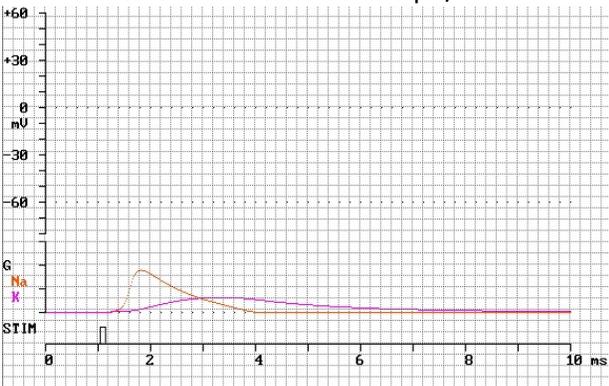
Intensidad del estímulo: **70 $\mu\text{A}/\text{cm}^2$**



Intensidad del estímulo: **100 $\mu\text{A}/\text{cm}^2$**



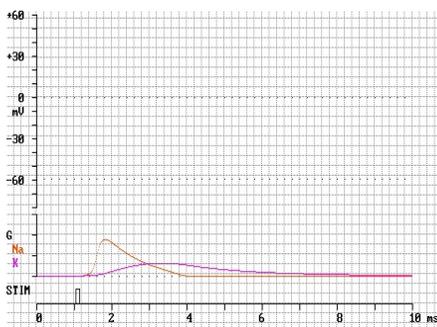
Intensidad del estímulo: **300 $\mu\text{A}/\text{cm}^2$**



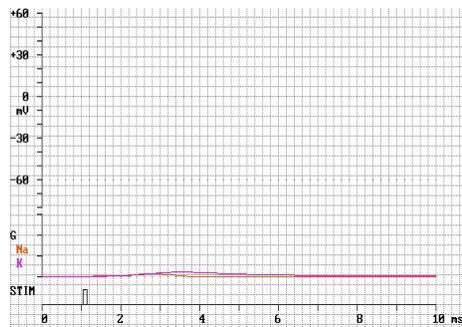
Notas:

EJERCICIO V: Participación de los canales para sodio (Na^+).

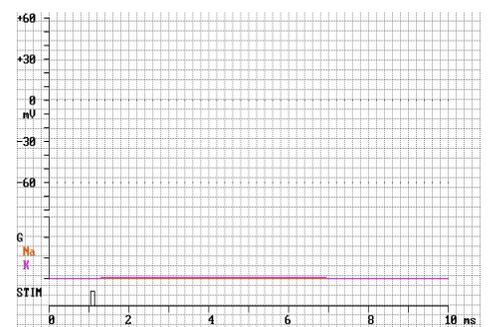
Concentración de SXT: **0 nM**



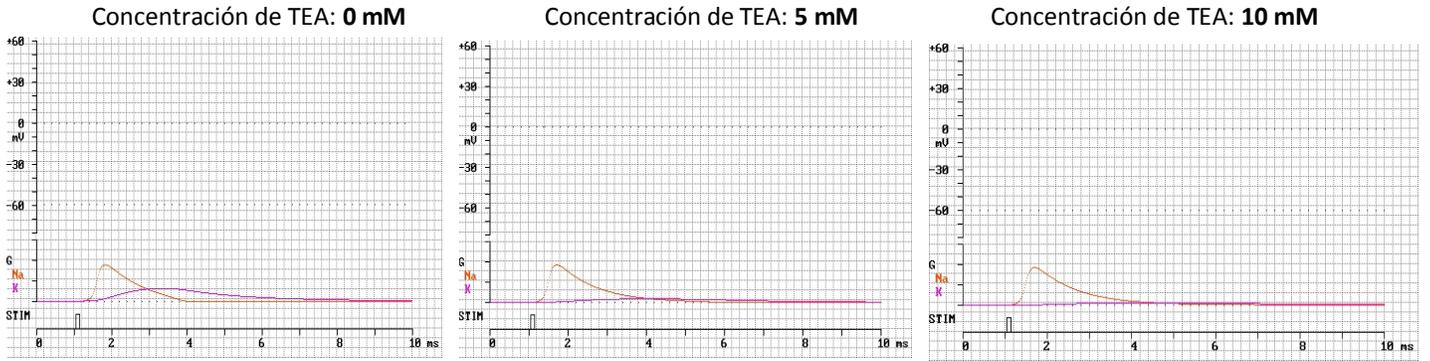
Concentración de SXT: **5 nM**



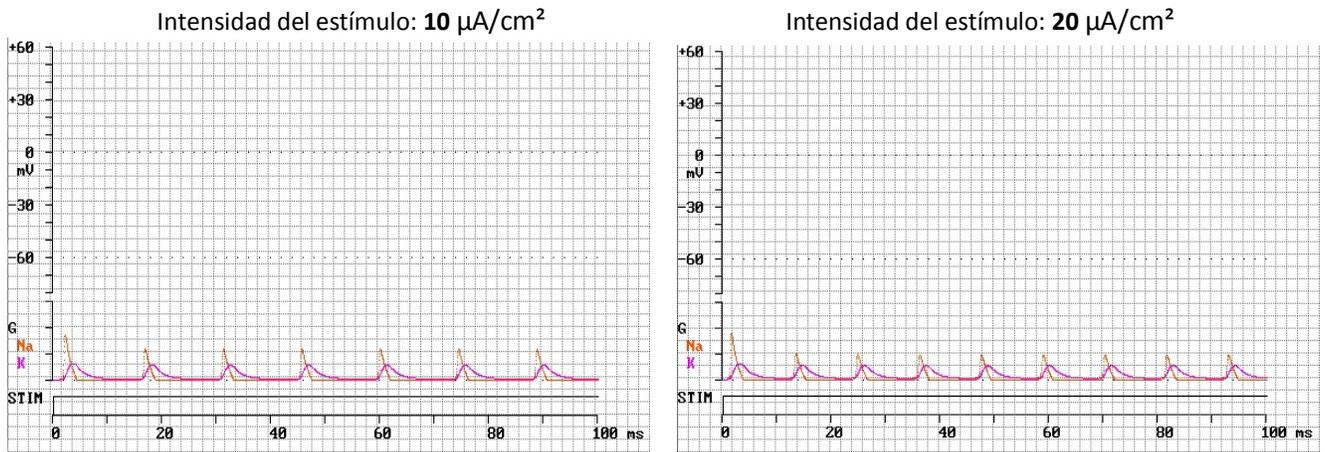
Concentración de SXT: **10 nM**



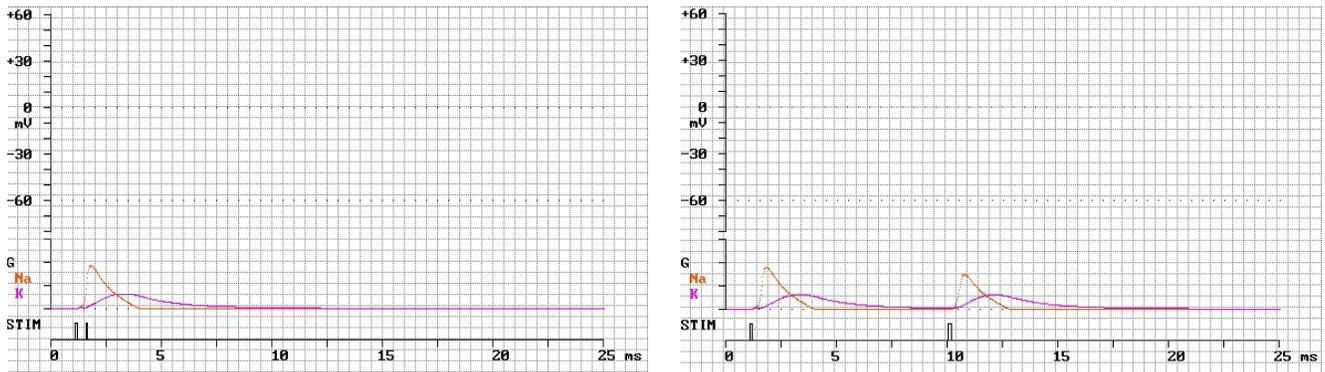
EJERCICIO VI: Participación de los canales para potasio (K⁺).



EJERCICIO VII: Relación entre la intensidad del estímulo y la frecuencia de disparo (frecuencia de potenciales de acción).



EJERCICIO VIII: Periodos refractarios.



NOTAS:

Práctica 3. Control nervioso del músculo liso intestinal

Objetivo:

- Comprender la participación del sistema nervioso autónomo en el control de la actividad del músculo liso intestinal mediante la observación de los efectos provocados por los neurotransmisores involucrados en este control.

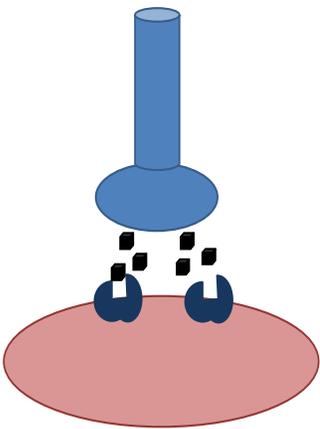
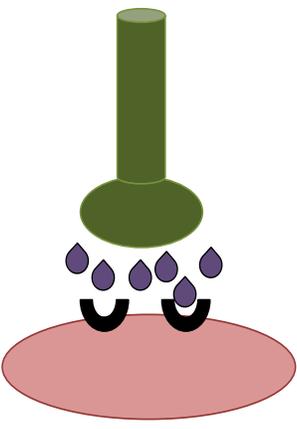
Temas de estudio:

- Anatomía e histología del músculo liso del intestino delgado
- Fisiología de las sinapsis químicas
- Divisiones simpática y parasimpática del Sistema nervioso autónomo
- Mecanismos de regulación de la contracción del músculo liso intestinal

Cuestionario:

- | | |
|---|--|
| <p>1) Identifique y dibuje las diferentes capas que componen la pared del intestino delgado.</p> <p>2) Mencione qué son los neurotransmisores y explique el mecanismo mediante el cual pueden ser secretados.</p> <p>3) Mencione qué son los receptores para neurotransmisores, en qué parte de las células se localizan y qué función cumplen.</p> | <p>4) Describa la inervación intrínseca y extrínseca del intestino delgado.</p> <p>5) Complete el esquema 3.1, con la información que se solicita y una con una flecha los elementos incluidos con la parte de la imagen que corresponda</p> <p>6) Mencione el efecto de la estimulación simpática y parasimpática sobre la actividad contráctil del músculo liso intestinal (motilidad intestinal).</p> |
|---|--|

Esquema 3.1 Sinapsis entre las **NEURONAS POSGANGLIONARES SIMPÁTICAS y PARASIMPÁTICAS** del sistema nervioso autónomo y las células musculares lisas intestinales

DIVISIÓN SIMPÁTICA		DIVISIÓN PARASIMPÁTICA	
Tipo de neuronas con base en el neurotransmisor producido: <hr/>		Tipo de neuronas con base en el neurotransmisor producido: <hr/>	
Neurotransmisor producido y secretado: <hr/>		Neurotransmisor producido y secretado: <hr/>	
Receptores a los que se une el neurotransmisor secretado <hr/>		Receptores a los que se une el neurotransmisor secretado <hr/>	

INTRODUCCIÓN

El **Sistema Nervioso Autónomo (SNA)** forma parte del sistema nervioso periférico y está constituido por todas aquellas neuronas eferentes que **controlan** la actividad de células efectoras del **músculo cardíaco, músculo liso y células exocrinas y endocrinas**. El SNA se divide en **Simpático y Parasimpático** y la mayoría de células efectoras reciben inervación de ambas divisiones. Las neuronas simpáticas y parasimpáticas cuyos axones **emergen del sistema nervioso central** se denominan **preganglionares** y hacen sinapsis con las neuronas posganglionares a nivel de los ganglios simpáticos y parasimpáticos, respectivamente. Las neuronas **posganglionares** simpáticas y parasimpáticas establecen **sinapsis químicas con las células efectoras**, las cuales presentan en su membrana plasmática receptores para los neurotransmisores secretados (liberados) por tales neuronas.

La mayoría de las neuronas **posganglionares simpáticas** secretan como neurotransmisor a la **noradrenalina** la cual se une a **receptores adrenérgicos**; que pueden ser alfa o beta y de los cuales existen diversos tipos y subtipos. Por su parte, las neuronas **posganglionares parasimpáticas** secretan como neurotransmisor a la **acetilcolina** misma que se une a receptores colinérgicos, que pueden ser de tipo nicotínico y muscarínico, sin embargo, en las células efectoras inervadas por las neuronas posganglionares parasimpáticas los **receptores colinérgicos** son de tipo **muscarínico**. Las neuronas posganglionares presentan en sus terminaciones múltiples “abultamientos”, denominados “varicosidades”, donde se encuentran las vesículas sinápticas que contienen las moléculas de neurotransmisor; debido a esta característica, la sinapsis establecida a nivel de los órganos efectores inervados por el SNA es de tipo difuso, no tan delimitada como en el caso de la placa neuromuscular.

El intestino recibe **inervación autonómica**, simpática y parasimpática, denominada **inervación extrínseca**; adicionalmente posee una abundante **inervación propia**, denominada **inervación intrínseca**, dada por el **Sistema Nervioso Entérico (SNE)**, constituido por los plexos submucoso (plexo de Meissner) y mientérico (plexo de Auerbach). Estos plexos se ubican en la pared intestinal, entre la capa mucosa y la muscular circular (plexo submucoso) y entre las capas musculares circular y longitudinal (plexo mientérico) y consisten en vastas redes neuronales con funciones sensitivas y eferentes involucradas en el control de las secreciones, la irrigación sanguínea y la motilidad intestinales. La **inervación intrínseca** opera en gran medida independiente del SNA, sin embargo, el control autonómico tiene también un papel importante en la regulación de la actividad intestinal. Al parecer las neuronas autonómicas pueden establecer sinapsis directamente con las células musculares del intestino, sin embargo, también pueden establecer sinapsis con neuronas del SNE y así afectar la actividad intestinal de manera indirecta.

La **estimulación parasimpática**, a través de la liberación de **acetilcolina** y su **unión a receptores muscarínicos**, **despolariza las células musculares intestinales** lo que incrementa la frecuencia de potenciales de acción y en consecuencia, **augmenta la fuerza y frecuencia de las contracciones del intestino**; de manera contraria, la **estimulación simpática**, a través de la liberación de **noradrenalina** y su **unión a receptores adrenérgicos**, **hiperpolariza** estas células disminuyendo la probabilidad de desarrollo de potenciales de acción y con ello **reduce o inhibe la actividad contráctil del intestino**.

En las células musculares lisas los potenciales de acción provocan incremento de la entrada de calcio a la célula desde el espacio extracelular, con ello, se incrementa la concentración intracelular de calcio, lo que a su vez, desencadena la contracción muscular al favorecer la interacción entre los filamentos de actina y miosina, en un fenómeno dependiente de la energía obtenida de la hidrólisis del ATP.

Cabe señalar que en el músculo liso intestinal la contracción puede llevarse a cabo sin el desarrollo de potenciales de acción, siempre y cuando se presenten en la célula eventos que incrementen suficientemente la concentración intracelular de calcio. Además del control nervioso autonómico, la actividad contráctil del intestino puede ser afectada por diversos factores, tales como: hormonas, como la adrenalina, angiotensina, vasopresina, oxitocina, serotonina, histamina, motilina, somatostatina, óxido nítrico, etc; alteraciones de la composición del líquido extracelular, como incremento o disminución de las concentraciones de calcio, potasio, oxígeno, dióxido de carbono e hidrogeniones y otros factores como la adenosina, el ácido láctico y la temperatura.

La actividad intestinal también puede ser afectada por diversos fármacos, por ejemplo, **fármacos con acciones similares a las causadas por los neurotransmisores** propios o **fármacos que inhiben la acción de dichos neurotransmisores** al evitar la unión a sus receptores. Tal es el caso de la **atropina**, que **se une a receptores muscarínicos evitando** así la **unión de la acetilcolina** a ellos. La atropina, sin embargo, no altera directamente la actividad celular, pero lo hace indirectamente al evitar que la acetilcolina se una a sus receptores, de esta manera LA ATROPINA EVITA QUE LA ACETILCOLINA INCREMENTE LA ACTIVIDAD INTESTINAL.

Material y equipo requerido:

Por alumno:

- Manual de prácticas
- Bata blanca limpia
- Material de cirugía: pinzas y tijeras
- Hilo y aguja
- Guantes estériles

Por equipo:

- Franela
- 3 Jeringas para insulina

Material proporcionado por el laboratorio:

Para uso general:

- | | |
|----------------------------------|----------------------------|
| 1 Charola de metal | 1 Estuche de disección |
| 2 Cajas de petri | 1 Navaja para bisturí |
| 2 Vasos de precipitado de 250 ml | 1 Sonda neonatal |
| 2 Picetas | 3 Jeringas de 1, 5 y 20 ml |
| 1 Par de guantes para cirugía | 2 Agujas |

Por equipo:

- | | |
|--------------------|---------------------------------|
| 1 Charola de metal | 1 Vaso de precipitado de 250 ml |
| 1 Caja de petri | 1 Vaso de precipitado de 50 ml |

Material para circuito de cámaras de órganos aislados:

- | | |
|--|-------------------------------------|
| 1 Baño "María" | 6 Varillas |
| 1 Bomba de inmersión para agua | 6 Nueces |
| 1 Termómetro | 6 Pajillas |
| 1 Adaptador para vasos de precipitados | 6 Nueces para pajilla |
| 6 Soportes universales | 6 Tapones para cámara de órganos |
| 6 Pinzas de Khöl | 6 Pinza para manguera de desagüe |
| 6 Cámaras para órganos aislados | 6 Bombas de oxigenación para pecera |
| 1 Circuito de mangueras para las cámaras | 1 Barra de plastilina |

Material para registro con el equipo BIOPAC:

- | | |
|--|------------------------------|
| 1 proyector (cañón) | 1 Cable USB BIOPAC (USB1W) |
| 1 Equipo de registro "Biopac" (computadora con el programa BIOPAC) | 1 Transductor de fuerza |
| 1 Unidad de adquisición MP35 | 1 Gancho para el transductor |

Soluciones:

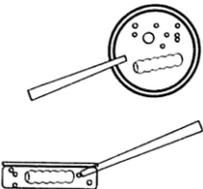
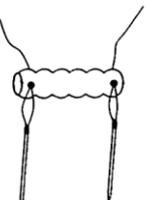
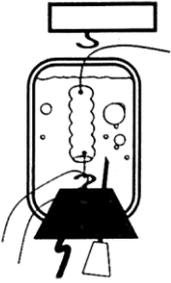
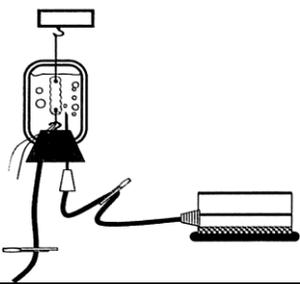
- 1 Galón de solución Tyrode
- 10 ml Acetilcolina (1:10,000)
- 10 ml Adrenalina (1:10,000)
- 10 ml Atropina (1:10,000)

Anestésicos:

- Pentobarbital sódico.
- Xilacina
- Ketamina

Procedimiento:

1. Obtener un segmento de intestino delgado de una rata previamente anestesiada hasta el plano quirúrgico. Posteriormente realizar la eutanasia al animal (NOM 062- ZOO 1999).
2. Mantener el órgano en solución Tyrode a temperatura de 37° C (llevar la solución a la temperatura deseada antes de la obtención del intestino).
3. Realizar el montaje del intestino en la cámara de órganos aislados como se indica a continuación:

Figura 1	PROCEDIMIENTO
	<p>1) Coloque la porción de intestino en una caja de Petri, que contenga solución "Tyrode" a 37°C y manténgala constantemente oxigenada</p>
	<p>2) Con ayuda de la aguja, coloque y sujete un trozo de hilo, de aproximadamente 30 cm, en cada uno de los extremos de la porción de órgano</p>
	<p>3) Sujete uno de los hilos al gancho del tapón de la cámara de órganos. Introduzca una pinza sin dientes a la cámara, acerque la caja de Petri con el órgano sujeto al tapón y tome con la pinza la punta del otro hilo, gentilmente jale el hilo introduciendo la porción de intestino y el tapón a la cámara. Fije el tapón a la base de la cámara y llénela inmediatamente con solución "Tyrode"</p>
	<p>4) El profesor de laboratorio, fijará el hilo restante al miógrafo/pajilla 5) Asegúrese que la solución se encuentre constantemente oxigenada</p> <p>Al finalizar, el montaje deberá quedar como se muestra en esta figura</p>

- Si lo considera necesario revise el video del montaje del intestino en el curso en línea de Fisiología.

ES IMPORTANTE TENER EN CONSIDERACIÓN LOS SIGUIENTES ASPECTOS:

- La tensión del hilo, no debe interferir la actividad espontánea del órgano.
- El órgano no debe estar en contacto con las paredes de la cámara.
- La cantidad de burbujas de gas que ingresen a la cámara no deben interferir el registro.
- El órgano siempre deberá estar sumergido en solución Tyrode.

4. Obtenga un registro basal durante aproximadamente 15 segundos y deténgalo
5. Agregue 0.16 ml de la solución de acetilcolina, obtenga un registro durante 30 segundos y deténgalo

Registro obtenido y observaciones

6. Realice 3 lavados con solución Tyrode con intervalos de 1 minuto entre cada uno (Es importante dejar transcurrir este tiempo para asegurar que las sustancias sean eliminadas del medio y se obtengan mejores resultados)
7. De ser posible o necesario repita la administración de acetilcolina y los lavados o continúe con el siguiente paso
8. Obtenga nuevamente un registro basal de aproximadamente 15 segundos y deténgalo
9. Agregue 0.16 ml de la solución de adrenalina; obtenga un registro durante 30 segundos y deténgalo

Registro obtenido y observaciones

10. Realice 3 lavados con solución Tyrode con intervalos de 1 minuto entre cada uno de ellos
11. De ser posible o necesario repita la administración de adrenalina y los lavados o continúe con el siguiente paso
12. Obtenga nuevamente un registro basal durante aproximadamente 15 segundos y deténgalo

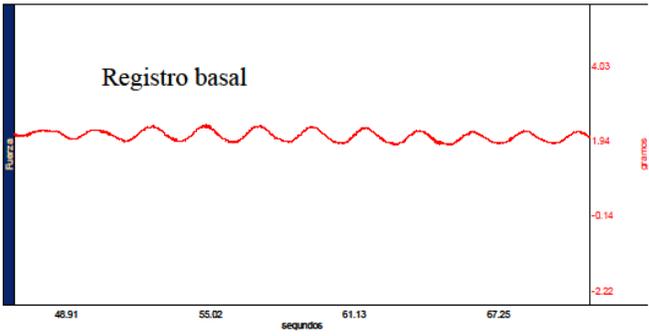
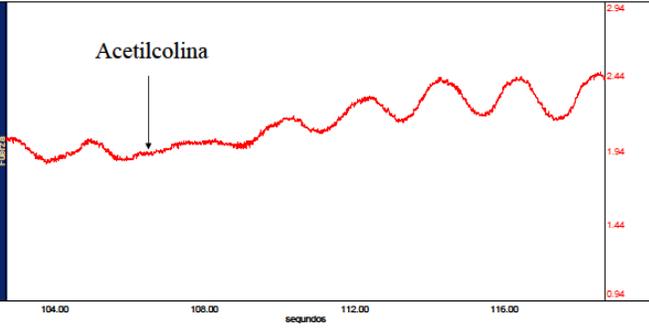
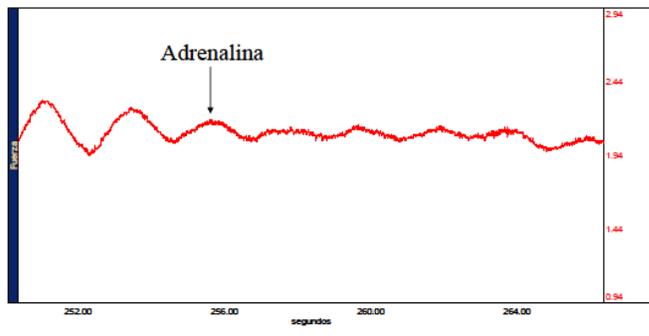
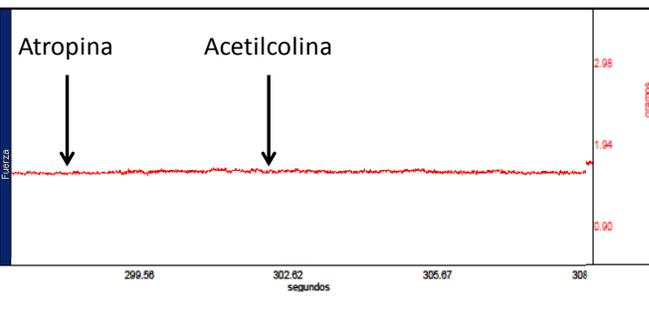
Registro obtenido y observaciones

13. Agregue 0.16 ml de atropina y registre durante tres minutos, **sin lavar** agregue 0.16 ml de la solución de acetilcolina, registre durante 1 minuto y detenga el registro

Registro obtenido y observaciones

Reporte de la práctica:

1. En las siguientes gráficas indique lo que se registra en los ejes de "X" y "Y". Analice los registros (que son similares a los observados en la práctica) e indique en el área de anotaciones, el comportamiento, efectos o cambios observados antes y después de la administración de las sustancias utilizadas. Amplíe sus anotaciones explicando los mecanismos participantes, incluyendo los receptores involucrados y la división del sistema nervioso autónomo implicada.

 <p>Registro basal</p>	<p>ANÁLISIS E INTERPRETACIÓN</p>
 <p>Acetilcolina</p>	
 <p>Adrenalina</p>	
 <p>Atropina Acetilcolina</p>	

2. Señale el efecto provocado por la acetilcolina sobre la fuerza y/o frecuencia de la actividad contráctil del músculo liso intestinal.

3. Considerando que la acetilcolina es el neurotransmisor liberado por las neuronas postganglionares parasimpáticas que inervan al músculo liso intestinal, podemos decir que **al aplicar acetilcolina** al intestino **SE SIMULÓ** la estimulación _____. Con base en lo anterior podemos decir que la estimulación parasimpática provoca _____ de la actividad contráctil del músculo liso intestinal.

4. Señale el efecto provocado por la adrenalina sobre la fuerza y/o frecuencia de la actividad contráctil del músculo liso intestinal.

5. Considerando que la noradrenalina es el neurotransmisor liberado por las neuronas postganglionares simpáticas que inervan al músculo liso intestinal y que se une a los mismos receptores que la adrenalina, podemos decir que, **al aplicar adrenalina** al intestino **SE SIMULÓ** la estimulación _____. Con base en lo anterior podemos decir que la estimulación simpática provoca _____ de la actividad contráctil del músculo liso intestinal.

6. **Explique detalladamente** a que se debió que al administrar acetilcolina al intestino cuando previamente se le había administrado atropina, no se observara el mismo efecto que al administrar acetilcolina sin la administración previa de atropina. Incluya lo referente a los receptores involucrados, así como el efecto de la acetilcolina en el intestino.

Literatura recomendada:

Literatura básica

- Barrett, K.E., Barman, S.M., Boitano, S., Brooks, H.L.: Ganong. Fisiología Médica. 23ª ed., *McGraw-Hill Interamericana*, México, 2010. . Clasificación QP31 G3218 2010
- Caballero CSC, Villa-Godoy a, editores. Fisiología Veterinaria e introducción a la fisiología de los procesos productivos. México: FMVZ-UNAM. 2010.
- Cunningham J.G. y Bradley, G.K.: Fisiología Veterinaria. 4ª ed., *Elsevier*, España, 2009. Clasificación SF768 T4918 2009.
- Eckert R., Randall D. y Augustine G.: Fisiología Animal: mecanismos y adaptaciones. *McGraw-Hill Interamericana*, México 2002. Clasificación QP31.2 E3518
- Guyton, A.C. y Hall, J.E.: Tratado de Fisiología Médica. 11ª ed., *Elsevier*, España, 2006. Clasificación QP34.5 G818 2011

Literatura complementaria

- Berne R. y Levy M.: Fisiología. *Mosbyyear Book*, España, 1992. Clasificación QP34.5 P4918
- García Sacristán A.: Fisiología Veterinaria. *McGraw-Hill Interamericana*, México, 1995. Clasificación SF768 F565
- Fox, S.I. Fisiología Humana. 10ª ed., *Mc Graw Hill*, 2008

Práctica 4. Electrocardiografía veterinaria

Objetivos:

- Comprender las bases físicas y fisiológicas del electrocardiograma e identificar su utilidad en medicina.
- Relacionar los componentes del registro electrocardiográfico con las etapas del ciclo eléctrico cardíaco
- Conocer el procedimiento para la obtención del registro electrocardiográfico estándar en perros y/o gatos.
- Interpretar el electrocardiograma obtenido con las derivaciones estándar en animales.
- Identificar anomalías con respecto a los valores de referencia de la especie empleada en la práctica.

Temas de estudio:

- Electrofisiología del corazón de mamífero
 1. Marcapasos y sistema intrínseco de conducción de los impulsos eléctricos en el corazón
 2. Secuencia normal de generación y propagación de la actividad eléctrica del corazón (Etapas del ciclo eléctrico cardíaco)
 3. Vectores resultantes de la actividad eléctrica del corazón
- Electrocardiografía
 1. Conceptos de dipolo eléctrico y de conductor de volumen
 2. El electrocardiograma (EGG) y sus componentes
 3. Triángulo de Einthoven y derivaciones electrocardiográficas (bipolares y monopolares)
 4. Análisis del ECG incluyendo la determinación del eje eléctrico medio del corazón

Cuestionario:

- 1) Señale donde se inicia la actividad eléctrica del corazón en cada ciclo cardíaco.
- 2) Enumere la secuencia cronológica normal de la propagación del potencial de acción a través de las estructuras miocárdicas.
- 3) ¿Qué es un electrocardiograma?
- 4) Incluya el dibujo de un registro electrocardiográfico y señale en él las ondas, segmentos e intervalos que se presentan.
- 5) Mencione a qué evento o eventos eléctricos cardíacos se deben las distintas ondas y segmentos de un registro electrocardiográfico.
- 6) ¿Qué es una derivación electrocardiográfica?
- 7) ¿Qué caracteriza a una derivación bipolar y a una monopolar?
- 8) ¿Dónde se colocan los electrodos de registro, para la obtención del ECG con las derivaciones electrocardiográficas bipolares y monopolares aumentadas (de miembros).

INTRODUCCIÓN

ELECTROFISIOLOGÍA DEL CORAZÓN DE MAMÍFERO

Las células musculares cardíacas se clasifican en dos grupos: las especializadas en la conducción (miocitos conducentes) y las musculares especializadas en la contracción (miocitos contráctiles); las células especializadas en la conducción forman el sistema intrínseco de conducción, mientras que las musculares especializadas en la contracción forman las paredes musculares de los atrios y los ventrículos, cuya función fundamental es la contracción para el desarrollo de presión sobre la sangre contenida en el interior de esas estructuras.

El **sistema intrínseco conducción** (Figura 1) tiene como funciones básicas la generación y propagación de potenciales de acción (impulsos eléctricos) entre todas las células musculares cardíacas. Está formado por el nodo sinusal o sinoatrial (SA), los tractos internodales, el nodo atrioventricular (AV), el haz de His y la red Purkinje. El nodo sinoatrial se localiza en la parte superior del atrio derecho cerca de la entrada de la vena cava craneal. Los tractos atriales internodales anterior, medio y posterior, conectan al nodo SA con el AV. El nodo atrioventricular localizado a la derecha y bajo el septo interatrial se continúa con el haz de His, el cual penetra

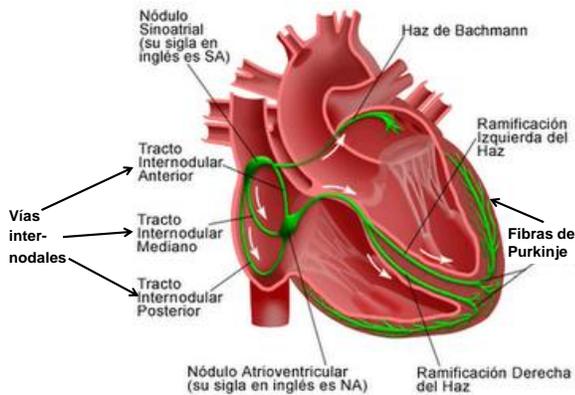


Figura 1. Sistema intrínseco conducción

que la propagación del PA de acción también puede referirse como, propagación de la despolarización). De las células del nodo SA la despolarización se propaga a las células musculares del atrio derecho (y de estas a las del atrio izquierdo) y a las células de los tractos internodales. A través de éstas la despolarización llega a las células del nodo atrioventricular, por las que se propaga lentamente; posteriormente la despolarización se propaga a las células del haz de His, desde donde se propaga a las células del tabique interventricular. La despolarización se propaga hasta las terminaciones de las células del haz de His de donde se propaga a las células de la red de Purkinje; de donde se propaga simultáneamente a las células musculares de las paredes de ambos ventrículos; en éstos la propagación va del vértice a la base y de la porción subendocárdica a la subepicárdica. Estos eventos se ilustran en la siguiente figura

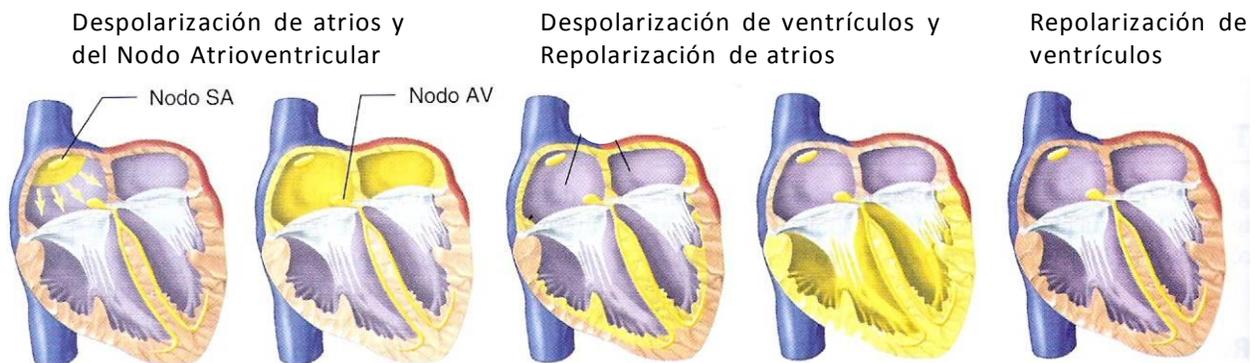


Figura 2. Propagación del potencial de acción en el corazón

Con base en lo anterior tenemos que, en cada ciclo cardiaco, se despolarizan primero ambos atrios (primero el derecho y después el izquierdo), posteriormente el potencial de acción se propaga a través de las células del nodo atrioventricular y posteriormente se despolarizan los ventrículos. Una vez despolarizadas, las células musculares cardiacas, a diferencia de las neuronas, permanecen así por algún tiempo (decenas o cientos de milisegundos), al término del cual, se repolarizan (Figura 3). Debido a la secuencia de propagación del potencial de acción y la duración de este proceso, la repolarización de las células de las paredes atriales sucede al mismo tiempo que la despolarización de las células de las paredes ventriculares. Un tiempo después se inicia y progresa la repolarización de las células ventriculares. Ya repolarizadas las células cardiacas permanecen en reposo hasta que las células del nodo sinoatrial vuelven a alcanzar su umbral e inician un nuevo potencial de acción que vuelve a propagarse por todo el miocardio en la secuencia descrita, dando inicio a un nuevo ciclo cardiaco eléctrico. Esta secuencia de eventos se repite sucesivamente durante toda la vida del animal.

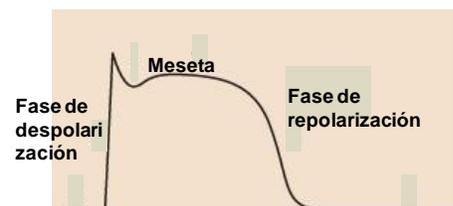


Figura 3. Potencial de acción de células miocárdicas

el anillo fibroso AV y se bifurca a nivel de la válvula aórtica en las ramas derecha e izquierda. Esta última, en el tercio superior del septo, se divide en los fascículos anterior y posterior. Las ramas del haz de His se dividen de manera compleja para formar la red Purkinje, la cual se distribuye en el miocardio ventricular.

Durante cada ciclo cardiaco eléctrico, de manera normal, el potencial de acción (PA) se inicia espontáneamente en las células del nodo sinoatrial, por lo cual a esta estructura se le considera el marcapasos del corazón. A partir de esta estructura el PA se propaga sucesivamente a las demás células musculares del corazón (recordemos que el PA se inicia con la fase de despolarización, por lo

En cada ciclo cardiaco, como consecuencia de su despolarización, las células musculares atriales y ventriculares se contraen; de esta manera los eventos eléctricos dan lugar a la actividad mecánica (contráctil) del corazón indispensable para el mantenimiento de la vida. Así, toda vez que los atrios se despolarizan antes que los ventrículos, los atrios se contraen primero y posteriormente (después de un lapso de tiempo) los ventrículos. Para el adecuado funcionamiento del corazón se requiere que el potencial de acción se propague en él en la secuencia correcta y a una frecuencia compatible con los requerimientos de flujo sanguíneo del organismo. Al respecto, la generación de potenciales de acción por el marcapasos del corazón (que determina la frecuencia cardiaca) es regulada por el sistema nervioso autónomo, el cual, a través de sus divisiones y neurotransmisores, puede incrementar la frecuencia cardiaca (estimulación simpática, noradrenalina) o disminuirla (estimulación parasimpática, acetilcolina).

ELECTROCARDIOGRAFÍA

El electrocardiograma (ECG) consiste en el registro continuo de la actividad eléctrica del corazón a partir de diversos puntos de la superficie corporal. El ECG es un registro gráfico de las variaciones de voltaje o potencial eléctrico producidas por las células musculares cardíacas, que se propagan a través de los líquidos corporales y se detectan en la superficie del cuerpo. Tales variaciones de voltaje se producen cíclicamente por la propagación de los potenciales de acción a través de las células musculares cardíacas. Debido a que los cambios de voltaje o potencial generados por la actividad eléctrica celular pueden propagarse a través de los líquidos corporales, gracias a su carácter electrolítico, el cuerpo del animal se considera un **conductor de volumen** o volumen conductor.

La propagación de la despolarización y repolarización a través de las células del corazón produce **vectores cardiacos**, que son **fuerzas eléctricas que tienen magnitud y dirección**; cada parte del ciclo cardiaco eléctrico produce un vector medio, que es la resultante de la propagación de los potenciales en diversas direcciones. Se considera un vector medio para la despolarización atrial, que va de derecha a izquierda y de la región anterior a la posterior; tres vectores medios para la despolarización ventricular, el primero de izquierda a derecha, de adelante hacia atrás (despolarización del tabique interventricular), el segundo vector de derecha a izquierda y de adelante hacia atrás (despolarización simultánea de las paredes ventriculares) y un tercer vector de izquierda a derecha y de atrás hacia adelante (despolarización de la base del ventrículo derecho). Para la repolarización atrial un vector medio y uno más para la repolarización ventricular. El ECG consiste en el registro de las ondas generadas por los vectores medios de los eventos eléctricos del ciclo cardiaco.

El **eje eléctrico** del corazón representa la dirección promedio de las fuerzas eléctricas durante el ciclo cardiaco, generalmente se consideran por separado los ejes atrial y ventricular y los de despolarización y repolarización. El valor del eje eléctrico ventricular de despolarización se puede determinar mediante el valor y polaridad de las ondas del complejo QRS del electrocardiograma.

Con base en la **teoría del dipolo**, en términos generales, cuando un vector de despolarización se dirige hacia el electrodo positivo de registro, se registra una onda o deflexión positiva; mientras que, si el vector de despolarización se aleja del electrodo positivo, se registra una onda o deflexión negativa. De manera opuesta, si un vector de repolarización se dirige hacia el electrodo positivo, la onda obtenida es negativa, mientras que si el vector de repolarización se aleja del electrodo positivo, la onda es positiva.

A continuación se señalan, en orden cronológico, los **eventos característicos del registro electrocardiográfico**. La **onda P** se genera por la despolarización de las células de ambos atrios, el **segmento PQ** o **PR** es un intervalo de tiempo durante el cual la despolarización se propaga por las células del Nodo atrioventricular (este evento no genera una onda, lo que se observa en el ECG es una línea isoelectrica), el **complejo QRS** (algunas veces referido como intervalo QRS) se debe a la despolarización de las células de ambos ventrículos (simultáneamente con este evento se da la repolarización de las células atriales, por lo que se dice que este complejo de ondas también se debe a la repolarización atrial, aunque, por su magnitud, su contribución es mínima), el **segmento ST** es el intervalo de tiempo durante el cual las células ventriculares permanecen despolarizadas (en fase de meseta), generalmente es una línea isoelectrica; la **onda T** es generada por la repolarización de las células ventriculares, el **segmento TP** es el tiempo durante el cual todas las células

miocárdicas se encuentran en reposo, termina con el inicio de la siguiente onda P, lo que coincide con el término de un ciclo cardíaco eléctrico e inicio del siguiente. Adicionalmente se consideran algunos intervalos que pueden incluir ondas y segmentos, por ejemplo, tenemos el **intervalo PQ** o **PR** que incluye la onda P y el segmento PQ o PR, el **intervalo ST** que abarca del inicio del segmento ST al término de la onda T y el **intervalo QT** que abarca del inicio de la onda Q o R al término de la onda T; estos intervalos comprenden los eventos responsables de sus componentes. Los eventos electrocardiográficos tienen una duración determinada que puede obtenerse con el ECG, asimismo puede obtenerse la magnitud de la diferencia de voltaje o potencial generado por la despolarización de atrios y ventrículos y por la repolarización ventricular (amplitud de las ondas P, Q, R, S y T).

Obtención del ECG

Para obtener un registro electrocardiográfico, se colocan electrodos en sitios específicos de la superficie corporal. La ubicación de tales electrodos se basa en la proposición de que el corazón está ubicado en el centro de un triángulo equilátero (triángulo de Einthoven); los vértices superiores o anteriores, corresponden a los miembros anteriores del animal, mientras que el vértice restante, corresponde al miembro posterior izquierdo. En cada uno de estos tres sitios se coloca un electrodo de registro y en el miembro posterior derecho se coloca el electrodo que conecta al animal a tierra. La ubicación y polaridad específica de los electrodos utilizados para la obtención del registro se denomina: **derivación electrocardiográfica**. En veterinaria se obtiene el ECG con las derivaciones estándar demiembros que pueden ser: derivaciones bipolares y derivaciones monopares aumentadas; adicionalmente pueden obtenerse registros utilizando derivaciones precordiales o especiales.

Derivaciones electrocardiográficas bipolares

Para obtener el ECG con estas derivaciones se utilizan dos electrodos activos (uno positivo y otro negativo) y el electrodo conectado a tierra (colocado en el miembro posterior derecho); con ellas se registra la diferencia de voltaje entre los dos electrodos activos. Se denominan **DI**, **DII** y **DIII** y la ubicación y polaridad de los electrodos en cada derivación se señala en el siguiente cuadro:

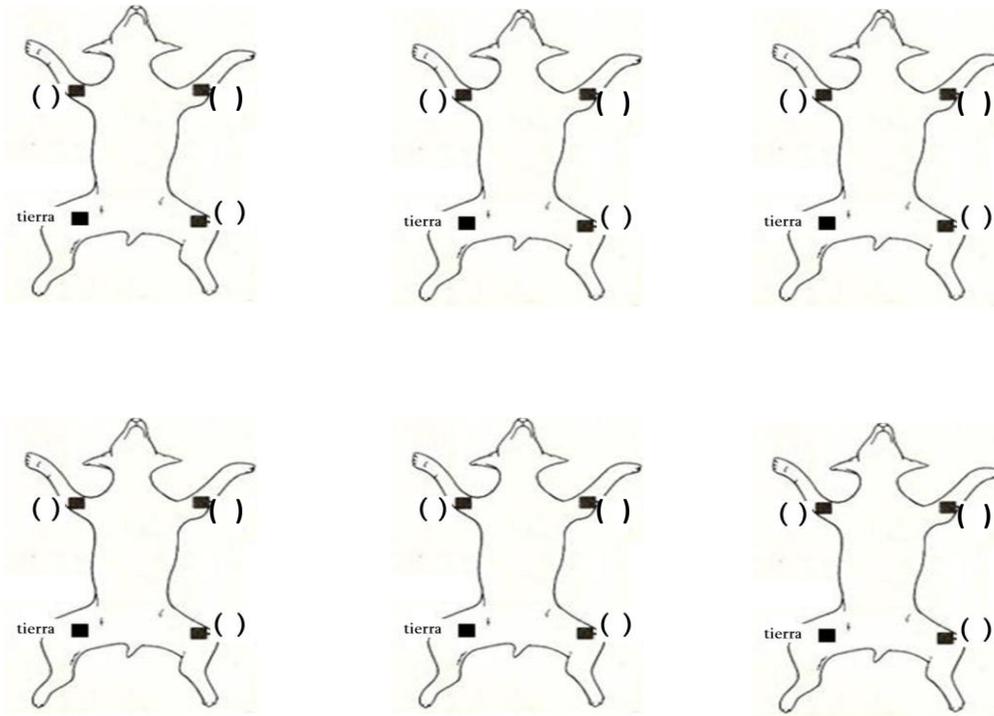
Derivación	Electrodo +	Electrodo -
<i>DI</i>	Miembro anterior izquierdo	Miembro anterior derecho
DII	Miembro posterior izquierdo	Miembro anterior derecho
DIII	Miembro posterior izquierdo	Miembro anterior izquierdo

Derivaciones electrocardiográficas monopares o unipolares aumentadas

Para obtener el registro con estas derivaciones se utilizan los mismos electrodos que para las bipolares, pero en este caso se registra la diferencia de voltaje entre un electrodo activo (que es positivo) y el voltaje combinado de los otros dos electrodos (electrodos de referencia, negativos). Con base en la ubicación del electrodo activo se denominan **aVR** (miembro anterior derecho), **aVL** (miembro anterior izquierdo) y **aVF** (miembro posterior izquierdo).

Derivación	Electrodo Activo (+)	Electrodos de Referencia (-)
<i>aVR</i>	Miembro anterior derecho (MAD)	MAI y MPI
aVL	Miembro anterior izquierdo (MAI)	MAD y MPI
aVF	Miembro posterior izquierdo (MPI)	MAI y MAD

Ejercicio: en las siguientes imágenes señale la ubicación y polaridad de los electrodos en las derivaciones estándar.



Material y Equipo requerido:

Por alumno:

- Manual de prácticas
- Bata blanca limpia
- Hoja de papel milimétrico
- Regla graduada
- Transportador geométrico
- Calculadora

Proporcionado por el laboratorio:

- | | |
|--|---|
| <ul style="list-style-type: none"> 1 Electrocardiógrafo con papel para registro 1 Juego de cables para el registro 4 Brazaletes para registro 1 Juego de cables con caimanes | <ul style="list-style-type: none"> 1 Frasco de gel conductor para electrocardiografía 1 Cubierta para la mesa de registro 2 Frascos de torundas de algodón con alcohol |
|--|---|

Procedimiento para la obtención del ECG

Nota: El manejo del electrocardiógrafo estará a cargo del responsable del laboratorio. Se describe el procedimiento para la obtención del registro en perros y humanos.

1. En caso de no contar con un animal para la obtención del registro, pida a un alumno(a) participe como voluntario(a).
2. Retire los objetos metálicos del sujeto ya que pueden interferir el registro.
3. Aísle la mesa con la cubierta plástica para que se coloque el sujeto.
4. Con la finalidad de retirar el exceso de grasa, limpie la piel de los ángulos flexores de codos y tarsos, con un algodón impregnado de alcohol; si el sujeto es humano limpie la parte interna de muñecas y tobillos.
5. Aplique una pequeña cantidad de pasta electrolítica a los caimanes o a las placas conductoras de los brazaletes.

6. Coloque los caimanes en los puntos referidos o los brazaletes cuidando que las placas conductoras hagan contacto adecuado con los sitios antes mencionados.
7. Conecte los electrodos (cables) a los caimanes o brazaletes, según corresponda.
8. El responsable ajustará el aparato para obtener el ECG con las derivaciones bipolares.
9. Registre cada una de las derivaciones bipolares durante 3 a 5 segundos.
10. Suspenda el registro e identifique cada uno de los componentes.
11. El responsable hará los ajustes necesarios para obtener el ECG con las derivaciones monopulares.
12. Registre cada una de las derivaciones monopulares durante 3 a 5 segundos.
13. Suspenda el registro, e identifique cada uno de los componentes.
14. El responsable hará los ajustes necesarios para obtener el ECG con la derivación bipolar DII.
15. Registre con esta derivación durante 10 segundos.
16. Mediante auscultación, utilizando el estetoscopio, tome la frecuencia cardiaca por un minuto y anote el resultado.
17. Retire los caimanes o los brazaletes con los electrodos y limpie los restos de gel.
18. Realice el análisis e interpretación del registro obtenido.

Análisis del registro:

Dentro de los aspectos que se analizan en el registro ECG se encuentran: el ritmo y origen de la actividad eléctrica, la frecuencia cardiaca, la presencia o ausencia de las ondas, así como, su duración, amplitud, polaridad y morfología, la duración de los segmentos e intervalos, la depresión o elevación de los segmentos y el eje eléctrico.

Para la adecuada interpretación de un registro electrocardiográfico es indispensable contar con valores de referencia (rangos normales) con los cuales poder comparar los datos obtenidos del sujeto en estudio y así poder identificar posibles anomalías. A continuación se incluyen sólo algunos aspectos del análisis del registro.

Ritmo y origen de la actividad eléctrica del corazón

Para la determinación del ritmo se compara la duración de los ciclos cardiacos del registro, si ésta es igual se considera que la actividad es rítmica, mientras que, si es diferente, la actividad es arrítmica y se reporta que el sujeto presenta arritmia.

El electrocardiograma nos permite identificar con bastante precisión el origen de la actividad eléctrica, por ejemplo, si en el registro obtenido con la derivación DII, cada complejo QRS está antecedido por una onda P positiva, el origen de la actividad es el nodo sinusal, como normalmente se presenta; mientras que, si dichas características no están presentes, puede considerarse que la actividad eléctrica en el corazón de ese individuo no se está originando en el nodo sinusal, sino en otra estructura, como podría ser, por ejemplo, el nodo atrioventricular. Al reportar el origen de la actividad generalmente se hace también referencia al ritmo, por ejemplo se puede hablar de actividad rítmica sinusal, arrítmica sinusal (arritmia sinusal), arrítmica no sinusal, etc.

La identificación de diversas anomalías del ritmo y del origen de la actividad eléctrica del corazón va más allá del alcance de este trabajo, pero es importante tener en cuenta que su futura comprensión requerirá de los fundamentos de electrocardiografía abordados en esta práctica.

Ondas, segmentos e intervalos del ECG

La obtención de la amplitud y/o duración de los distintos elementos del ECG requiere del conocimiento de las calibraciones utilizadas para la obtención del registro. La calibración de amplitud o voltaje generalmente utilizada es de 1cm por mV, aunque pueden utilizarse también las calibraciones de 0.5 ó 2 cm por mV. Las velocidades de desplazamiento del papel de registro que generalmente se utilizan son: 25 o 50 milímetros por segundo (mm/s), según sea más conveniente.

Eje eléctrico cardiaco

Aunque puede obtenerse el eje eléctrico medio de despolarización atrial y ventricular y de repolarización ventricular, el eje eléctrico que frecuentemente se obtiene es el eje eléctrico de despolarización ventricular, el cual es referido como el eje eléctrico del corazón. Para su obtención existen distintos métodos, uno de los cuales utiliza el sistema hexaxial (sistema de seis ejes). Este conjunto de ejes se construye con los ejes resultantes de la unión de los puntos de colocación de los 2 electrodos de cada una de las derivaciones bipolares y de la unión del punto de colocación del electrodo activo y el punto medio entre los dos electrodos de referencia, de las derivaciones monopolares aumentadas; se le asigna polaridad a cada lado del eje con base en la polaridad de los electrodos correspondientes. Los ejes de las derivaciones bipolares son desplazados paralelamente al punto central común, de tal manera que, los 6 ejes intercepten en el centro formando un círculo imaginario. Se asignan los valores convencionales en grados a cada uno de los ejes utilizándose tanto valores positivos como negativos.

Para la obtención del eje eléctrico de despolarización ventricular se seleccionan 2 derivaciones cuyos ejes sean perpendiculares entre sí, se obtiene la amplitud y polaridad neta del complejo QRS de cada una de esas derivaciones, restando al valor de la deflexión positiva (R) el valor de la suma de las deflexiones negativas (Q y S). Se trazan líneas de un valor igual o proporcional a la amplitud neta del QRS sobre el eje de la derivación respectiva, sobre el lado positivo del eje si el valor resultante fue positivo o sobre el lado negativo en caso contrario. A partir del límite de las líneas antes mencionadas se trazan líneas perpendiculares a cada eje hasta el punto de intersección. Se obtiene la resultante trazando una línea del centro del círculo al punto de intersección; el valor en grados de dicha resultante corresponde al eje eléctrico ventricular o eje eléctrico del corazón.

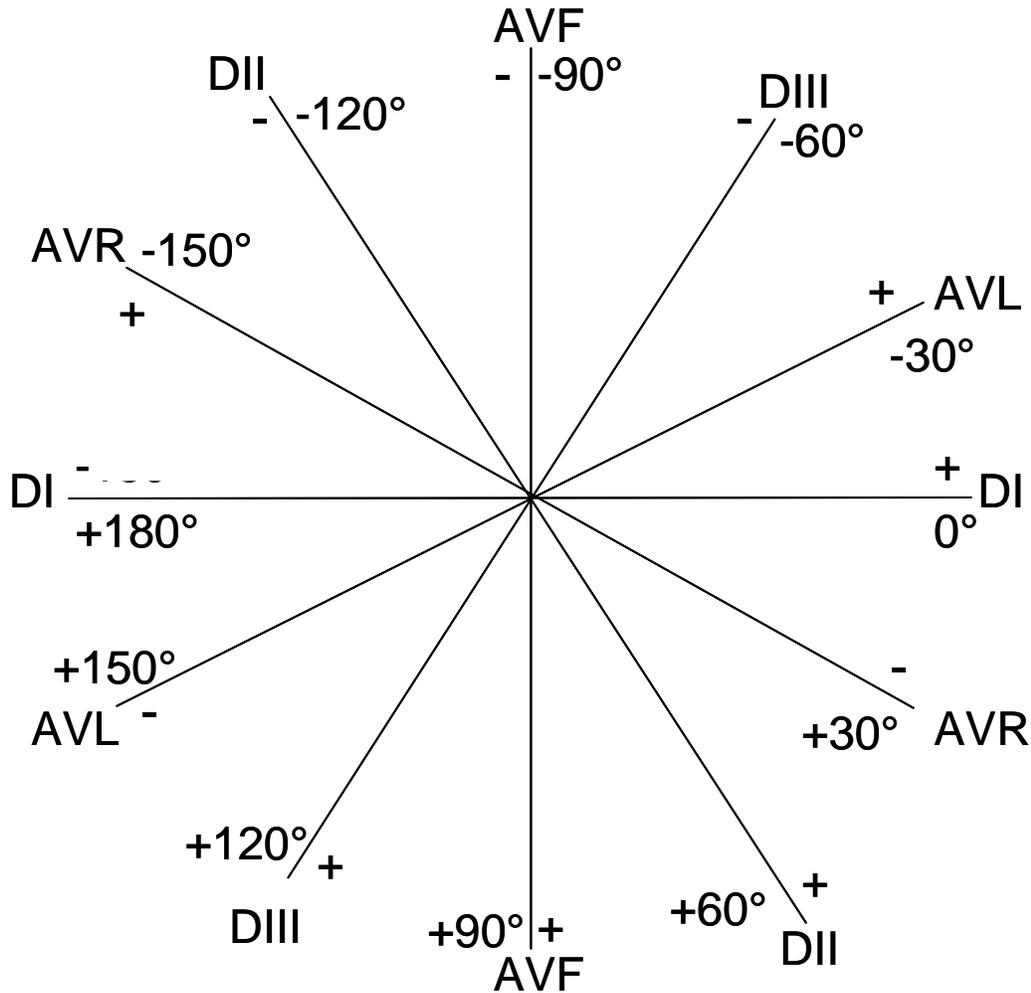
En perros normales el eje eléctrico medio del complejo QRS o ventricular, generalmente se encuentra entre 0° y $+90^\circ$. Cuando ocurre una hipertrofia del ventrículo derecho, por ejemplo, el eje puede presentar valores entre $+91^\circ$ y -90° y se considera que el eje presenta una “desviación a la derecha”. Además, diversas alteraciones anatómicas o de la generación o propagación del potencial de acción pueden ocasionar anomalías del complejo QRS y del eje eléctrico ventricular.

Reporte de la práctica:

1. Realice una tabla en la que incluya todos los elementos electrocardiográficos (ondas, segmentos e intervalos) señalando los eventos eléctricos que los generan. En el caso de los segmentos es conveniente hacer referencia a la condición o estado eléctrico en que se encuentran las células miocárdicas durante ese periodo.
2. En **un ciclo cardiaco** del registro obtenido con la derivación **DII** identifique las ondas, segmentos e intervalos y **en un ciclo cardiaco de las demás derivaciones** identifique las ondas electrocardiográficas.
3. Realice la **interpretación del electrocardiograma** utilizando las siguientes dos hojas y considerando los aspectos indicados a continuación:
 - I. Determine si la actividad es rítmica o arrítmica
 - II. Determine si la actividad es de origen sinusal o no sinusal
 - III. Obtenga la frecuencia cardiaca y señale si se encuentra dentro del rango normal de reposo o presenta taquicardia (valor superior al rango) o bradicardia (valor inferior al rango)
 - IV. Obtenga la duración y amplitud de las ondas y la duración de los segmentos e intervalos del registro de la derivación DII, anote en los paréntesis las unidades de medición correspondientes, compárelos con los valores de referencia e indique, en el cuadro de interpretación, si los valores que presenta el sujeto entran dentro de los rangos normales o no.
 - V. Identifique la polaridad de la onda P, complejo QRS y onda T de cada uno de los registros obtenidos con las distintas derivaciones. Nota: del complejo QRS obtenga la polaridad neta (suma algebraica de Q, R y S).
 - VI. Obtenga el eje eléctrico ventricular
 - VII. Realice una conclusión general de la interpretación del electrocardiograma
4. Explique por qué la polaridad del complejo QRS es positiva en la derivación DII pero negativa en la derivación AVR
5. Mencione una aplicación del electrocardiograma en la Medicina Veterinaria

VI. Eje eléctrico de la despolarización ventricular

Derivación: _____	Derivación: _____
Q =	Q =
R =	R =
S =	S =
Total =	Total =



Valor del eje eléctrico en grados: _____ Rango normal o de referencia: _____

Eje eléctrico: _____
(normal/desviado a la derecha/desviado a la izquierda)

VII. Conclusión general:

Práctica 5. Ciclo cardiaco y Fonocardiografía

Objetivos:

- Identificar el origen de los sonidos cardiacos normales.
- Relacionar los sonidos cardiacos normales con la actividad eléctrica del corazón.
- Relacionar los sonidos cardiacos normales con las distintas fases del ciclo cardiaco
- Identificar el primero y segundo sonidos cardiacos y sus características, mediante auscultación cardiaca.

Temas de estudio:

- Características de las fases del ciclo cardiaco
- Origen y características de los sonidos cardiacos
- Uso correcto del estetoscopio
- Relación entre los sonidos cardiacos y el electrocardiograma
- Focos de auscultación de las válvulas cardiacas

Cuestionario:

1. Mencione a que se le denomina ciclo cardiaco
2. Desarrolle las distintas fases del ciclo cardiaco indicando de manera breve los eventos que se presentan durante cada una de ellas
3. Mencione el origen (a qué se deben) de los sonidos cardiacos normales
4. Mencione en qué fase o etapa del ciclo cardiaco se presentan los sonidos cardiacos
5. Indique las características de duración y tono del primero y segundo sonidos cardiacos (investigue en libros)
6. Mencione la ubicación de los cuatro focos de auscultación de las válvulas cardiacas en perros y humanos (investigue en libros)
7. Diga que es un fonocardiograma
8. Mencione un uso clínico del fonocardiograma

INTRODUCCIÓN

Para que el corazón cumpla con la función vital de eyectar (incorporar) sangre a las arterias pulmonar y aórtica deben desarrollarse en él diversos eventos eléctricos, mecánicos y hemodinámicos que conforman las etapas del “ciclo cardiaco”, las cuales se muestran en el siguiente cuadro y se ilustran en las figuras 1 y 2.

C I C L O C A R D I A C O			
ESTADO VENTRICULAR	FASE	ETAPA	SONIDOS CARDIACOS
S Í S T O L E	Sístole ventricular isovolumétrica	Sístole ventricular isovolumétrica	Primer sonido (S1)
	Eyección ventricular	Eyección rápida	
		Eyección lenta	
D I Á S T O L E	Diástole ventricular isovolumétrica	Diástole ventricular isovolumétrica	Segundo sonido (S2)
	Llenado ventricular	Llenado ventricular rápido	Tercer sonido (S3)
		Llenado ventricular lento (diastasis)	
		Sístole atrial	Cuarto sonido (S4)

A continuación se desarrollan las etapas del ciclo cardiaco incluyendo algunos de sus eventos y haciendo énfasis en el origen de los sonidos cardiacos.

SÍSTOLE VENTRICULAR

Para que las células musculares cardíacas se contraigan es necesario que previamente se despolaricen, así la sístole o contracción ventricular inicia poco después de iniciado el complejo QRS (aproximadamente a la mitad del mismo) y progresa más allá del término de éste. Por otra parte, simultáneamente con el inicio de la sístole ventricular comienza la relajación o diástole atrial, antecedida por su repolarización.

Etapa de Sístole Ventricular Isovolumétrica

Se considera la primera etapa de la sístole ventricular y abarca el periodo durante el cual las cuatro válvulas cardíacas se encuentran cerradas, por lo que no hay ingreso ni salida de sangre de los ventrículos, razón por la que se denomina: isovolumétrica (igual volumen de sangre dentro de los ventrículos).

Al inicio de la sístole ventricular se incrementa la presión en el interior de los ventrículos (presión ventricular o intraventricular) alcanzándose rápidamente un valor superior al de la presión en los atrios, lo cual provoca el cierre de las válvulas atrioventriculares (A-V). Este cierre valvular se asocia con el “**Primer sonido cardíaco**” (S1). Este sonido es generado por la vibración de las válvulas A-V, de la sangre adyacente, de las paredes del corazón e inclusive de los vasos sanguíneos alrededor de éste.

Después del cierre de las válvulas A-V la presión sigue aumentando; una vez que la presión ventricular derecha supera la presión en la arteria pulmonar la válvula semilunar derecha o pulmonar se abre permitiendo el paso de la sangre desde este ventrículo a la arteria pulmonar. Pocos milisegundos después, la presión ventricular izquierda supera la presión aórtica provocando que la válvula aórtica se abra y la sangre pase del ventrículo izquierdo a esta arteria. **NOTA:** Debido a la mayor masa muscular del ventrículo izquierdo, la presión en este ventrículo aumenta más rápidamente que la del ventrículo derecho, sin embargo la válvula aórtica se abre después que la pulmonar debido a que la presión en la aorta es considerablemente mayor que la de la arteria pulmonar, por lo que el ventrículo izquierdo debe alcanzar una presión considerablemente mayor que el ventrículo derecho para que se abra la válvula aórtica.

Etapas de Eyección rápida y eyección lenta

Una vez abiertas las válvulas semilunares pasa sangre de cada ventrículo a la arteria correspondiente, a lo cual se le denomina **eyección ventricular**. Inicialmente la presión ventricular sigue aumentando y se mantiene por arriba de la presión en la arteria; durante este primer periodo la eyección es rápida y se eyecta la mayor cantidad de sangre. Posteriormente la presión ventricular empieza a disminuir inclusive ligeramente por debajo de la presión arterial, no obstante, sigue habiendo eyección gracias a la inercia de la sangre, sin embargo, la eyección es lenta y la cantidad eyectada menor. El periodo de eyección termina cuando se rebasa la inercia de la sangre y toda vez que la presión en las arterias es superior a la de los ventrículos, se cierran las válvulas aórtica y pulmonar.

La duración de la sístole ventricular es variable entre individuos y aún en un mismo individuo en distintas condiciones fisiológicas, ya que está relacionada de manera directa con la duración del ciclo cardíaco y por lo tanto, se relaciona de manera inversa con la frecuencia cardíaca.

Hacia el final de la sístole ventricular las células musculares ventriculares se van repolarizando lo que da lugar a la onda T del electrocardiograma (ECG).

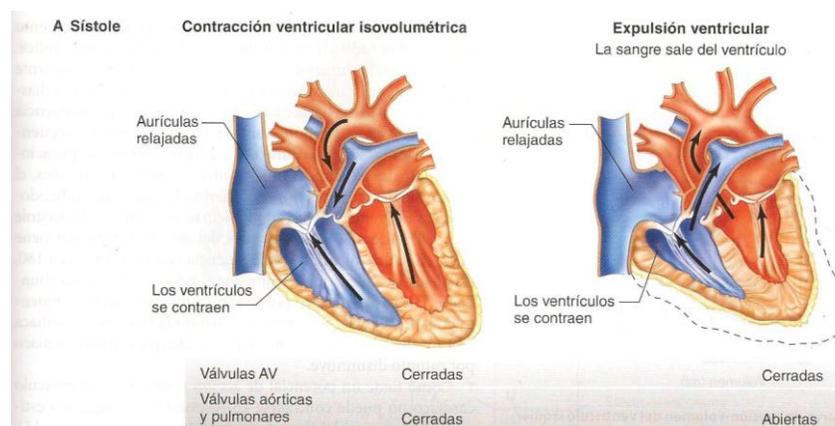


Figura 1: Fase de SÍSTOLE del ciclo cardíaco. Tomada de Ganong. Fisiología Médica. Barrett y col.

DIÁSTOLE VENTRICULAR

El inicio de la relajación o diástole ventricular se presenta al final de la repolarización ventricular por lo que generalmente coincide con el final de la onda T del ECG.

Etapa de Diástole Ventricular Isovolumétrica

Se considera la primera etapa de la **diástole** ventricular y de manera análoga a la etapa de sístole ventricular isovolumétrica, abarca el periodo durante el cual las cuatro válvulas cardiacas se encuentran cerradas, por lo que no hay ingreso ni salida de sangre de los ventrículos.

Al inicio de esta etapa se presenta el cierre de las válvulas aórtica y pulmonar lo cual se asocia con el **“Segundo sonido cardiaco” (S2)**, mismo que es generado por la vibración de la sangre y de las paredes de las arterias pulmonar y aorta. Si bien, el cierre de la válvula aórtica antecede por un tiempo breve al cierre de la válvula pulmonar, para ciertos fines se considera que ambos eventos son simultáneos.

Conforme progresa la diástole, la presión en los ventrículos sigue disminuyendo llegando a valores por debajo de la presión en los atrios, lo que provoca la apertura de las válvulas A-V y el término de esta etapa del ciclo cardiaco.

Fase de Llenado Ventricular

Nota: Los atrios derecho e izquierdo, reciben sangre continuamente de las venas cavas y pulmonares, respectivamente; lo que permite que la sangre se acumule en ellos mientras las válvulas A-V se encuentran cerradas y aún siga entrando mientras están abiertas, salvo durante la sístole atrial, en la cual se presenta incluso cierto grado de reflujo de sangre hacia las venas.

Una vez abiertas las válvulas A-V y mientras permanecen así, pasa sangre de los atrios a los ventrículos, a lo que se le denomina **llenado ventricular**, el cual consta de las siguientes etapas:

Etapas de llenado ventricular rápido y lento (diastasis)

Inicialmente el llenado ventricular es rápido, gracias a la cantidad de sangre acumulada en los atrios, posteriormente la sangre pasa a los ventrículos lentamente (diastasis). Aproximadamente al final de la etapa de llenado rápido, la vibración generada por la llegada de sangre a los ventrículos provoca un sonido, denominado **“Tercer sonido cardiaco” (S3)**, que generalmente no es audible.

Etapa de sístole atrial

Un tiempo después de iniciado el llenado ventricular las células del nodo sinoatrial alcanzan su potencial umbral e inician un potencial de acción que se propaga a las células musculares de los atrios. Poco después los atrios empiezan a contraerse (sístole atrial) contribuyendo al llenado ventricular. El paso de sangre a los ventrículos durante esta etapa puede generar un sonido, el **“Cuarto sonido cardiaco” (S4)** que, al igual que el S3, generalmente no es audible.

Como puede observarse el llenado ventricular se inicia antes de que los atrios se contraigan por lo que la sístole atrial contribuye sólo con una parte del llenado ventricular. En reposo esta contribución es sólo de un 20% aprox., sin embargo, durante el ejercicio, cuando la frecuencia cardiaca puede incrementarse considerablemente, la sístole atrial tiene una importante contribución al llenado ventricular.

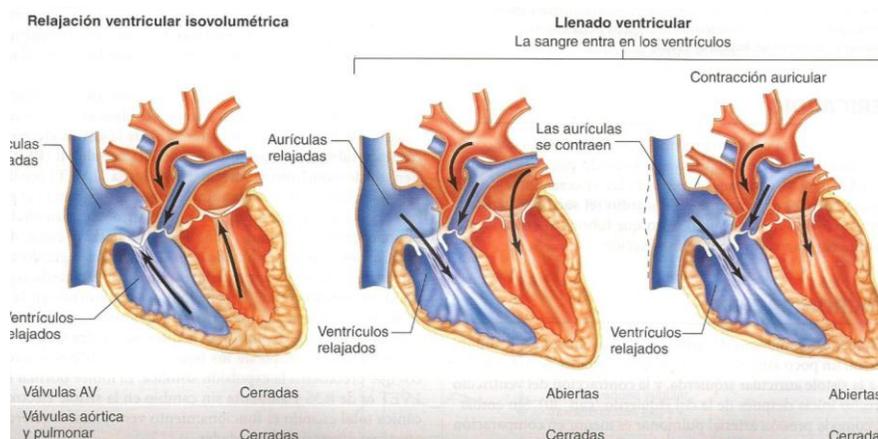


Figura 2: Fase de DIASTOLE del ciclo cardiaco. Tomada de Ganong. Fisiología Médica. Barrett y col.

AUSCULTACIÓN DEL CORAZÓN

El conocimiento de la fase del ciclo cardiaco en el que se presentan los sonidos cardiacos así como su identificación por auscultación es indispensable para la correcta valoración del funcionamiento del corazón. La auscultación del corazón permite obtener: la frecuencia cardiaca, valorar los sonidos normales, valorar el ritmo cardiaco e identificar sonidos anormales (soplos). La auscultación de los sonidos cardiacos, mediante el uso del estetoscopio, puede realizarse en cuatro zonas específicas del tórax que corresponden, cada una, a la zona o foco de auscultación de las válvulas atrioventriculares y semilunares.

A continuación se indica la ubicación de los distintos focos de auscultación en perros y gatos:

Foco pulmonar (3):

Perro: tercer espacio intercostal izquierdo, borde esternal.

Gato: segundo y tercer espacios intercostales izquierdos.

Foco aórtico (2):

Perro: cuarto espacio intercostal izquierdo en la unión costocondral.

Gato: segundo y tercer espacios intercostales izquierdos.

Foco mitral (1):

Perro: quinto espacio intercostal izquierdo, hacia el esternón

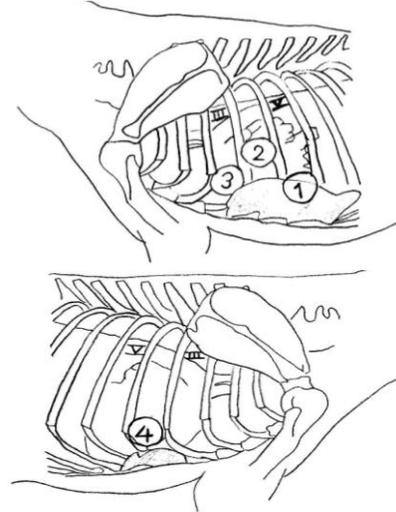
Gato: quinto y sexto espacios intercostales izquierdos

Foco tricuspídeo (4):

Perro: cuarto espacio intercostal derecho, hacia el esternón

Gato: cuarto y quinto espacios intercostales derechos, por encima de la unión costocondral.

Focos de auscultación en perros



FONOCARDIOGRAMA

El fonocardiograma es el registro gráfico de los sonidos cardiacos, con frecuencia se acompaña del registro simultáneo del electrocardiograma, lo que permite relacionar los eventos acústicos con la actividad eléctrica y por consiguiente, la identificación precisa de los sonidos cardiacos; así como, la identificación de sonidos anormales y la fase del ciclo en que se presentan. El equipo de registro adquiere la señal sonora y la transforma a una señal eléctrica de salida que a su vez puede ser inscrita en un papel de registro o enviada a un computador en el cual se puede proyectar y/o almacenar para su posterior análisis.

Material y equipo requerido:

Por alumno

Bata

1 estetoscopio

Manual de prácticas

Material proporcionado por el laboratorio

1 Proyector (cañón)

1 Computadora con el programa BIOPAC

1 Unidad de adquisición MP35

1 Cable USB BIOPAC (USB1W)

1 Transductor de señal eléctrica (juego de 3 cables de conexión a los electrodos) BIOPAC (SS2L)
 1 par de bocinas
 1 Transductor de sonidos (Estetoscopio) BIOPAC (SS30L)

3 ó 6 Electrodo desechables de vinilo BIOPAC (EL503)
 1 Frasco de torundas de algodón con alcohol

Procedimiento:

AUSCULTACIÓN (todos los alumnos deben realizar la auscultación, no es por equipo)

1. Identifique el foco de auscultación de la válvula mitral y ausculte durante 10 a 15 segundos el corazón de un compañero o el suyo, poniendo especial atención a los intervalos de tiempo entre los sonidos cardiacos a fin de identificar el primero (S1) y segundo sonidos (S2) y complete el siguiente enunciado:

En reposo el intervalo de tiempo entre el S1 y el S2 es _____ que el intervalo de tiempo entre el S2 y el S1 del siguiente ciclo cardiaco.

2. Ausculte durante 10 a 15 segundos los cuatro focos poniendo atención en la intensidad y duración relativa de S1 y S2. Llene el siguiente cuadro con los datos obtenidos.

Tabla 1. Resultados obtenidos mediante auscultación cardiaca en humanos

	Foco aórtico	Foco pulmonar	Foco tricuspídeo	Foco mitral
Sonido más intenso (S1 ó S2)				
Sonido de mayor duración (S1 ó S2)				

3. En casa realice el ejercicio anterior (punto 2) en perro o gato y anote sus resultados en el siguiente cuadro.

Tabla 2. Resultados obtenidos mediante auscultación cardiaca en _____

	Foco aórtico	Foco pulmonar	Foco tricuspídeo	Foco mitral
Sonido más intenso (S1 ó S2)				
Sonido de mayor duración (S1 ó S2)				

OBTENCIÓN DEL FONOCARDIOGRAMA Y ELECTROCARDIOGRAMA

1. Disponga el animal para la toma del registro electrocardiográfico con la derivación DII.
2. Conecte los electrodos de registro a los caimanes, como se indica a continuación: cable blanco (negativo) al brazo derecho, cable rojo (positivo) a la pierna izquierda y cable negro (tierra) a la pierna derecha.
3. Coloque el estetoscopio en el foco mitral y una vez que el estudiante que ausculta indique que escucha con claridad los sonidos obtenga un registro durante 20 segundos y deténgalo (en caso de que se observe mucho ruido de fondo será necesario repetir el registro).
4. Desconecte los caimanes y haga realizar ejercicio moderado al animal.
5. Al término del ejercicio coloque nuevamente los caimanes y electrodos y repita la obtención de los registros hasta que se presente la recuperación (puede tomar periodos de 15 segundos de registro, detenerlo 2 minutos y repetir hasta que sea necesario).

ANÁLISIS DE LOS REGISTROS

El análisis del registro deberá realizarse con la participación del grupo anotando los resultados en la tabla correspondiente. **NOTA:** Anote las unidades utilizadas para cada parámetro

1. Con base en el origen de los sonidos cardiacos y la relación entre el fonocardiograma y el electrocardiograma, identifique el primero y segundo sonidos cardiacos.
2. Observe la amplitud de las señales generadas por los sonidos cardiacos e indique cual sonido fue más intenso.
3. Obtenga la duración aproximada de los sonidos cardiacos.
4. Obtenga la duración de los intervalos de tiempo entre el S1 y S2 y entre S2 y S1 del siguiente ciclo.
5. Considerando ambos registros (fonocardiograma y electrocardiograma) delimite el inicio y fin de la sístole y diástole ventriculares, obtenga y anote la duración de ambas fases.
6. Señale durante que fase (sístole o diástole ventriculares) se presenta el **S1** _____.
7. Señale durante que fase (sístole o diástole ventriculares) se presenta el **S2** _____.
8. Obtenga la duración del ciclo cardiaco y calcule la frecuencia cardiaca.
9. Obtenga nuevamente la frecuencia cardiaca pero ahora contando el número de ciclos cardiacos en un determinado tiempo de registro (10, 12, 15 segundos). Anótelos en el mismo recuadro del valor anterior.
10. Obtenga los mismos valores con los registros obtenidos inmediatamente después de la realización del ejercicio y una vez que el animal se encuentre recuperado.

Tabla 3. Resultados del registro electrocardiográfico y fonocardiográfico tomado en el foco mitral

	En reposo	Inmediatamente después del ejercicio	Recuperación del ejercicio
Sonido más intenso			
Duración del primer sonido			
Duración del segundo sonido			
Intervalo de tiempo entre el primero y segundo sonidos (silencio "corto")			
Intervalo de tiempo entre el segundo sonido y el primero del siguiente ciclo (silencio "largo")			
Duración de la sístole			
Duración de la diástole			
Duración del ciclo cardiaco			
Frecuencia cardiaca			

Reporte de la práctica:

AUSCULTACIÓN

1. Presente las tablas de resultados del proceso de auscultación (tablas 1 y 2)
2. ¿Observó diferencias en la intensidad de los sonidos en los distintos focos de auscultación? A que se atribuyen
3. ¿Cómo es el intervalo de tiempo entre S1 y S2 en comparación con el intervalo de tiempo entre S2 y S1 del siguiente ciclo?
4. Con base en la pregunta anterior ¿Cómo identifica el primero y el segundo sonidos a la auscultación?

5. Si durante la auscultación ubicó diferencias en la duración de los sonidos cardiacos ¿Cuál presentó mayor duración? ¿Concuerda su observación con lo que se reporta en la literatura? Especifique

FONOCARDIOGRAMA Y ELECTROCARDIOGRAMA

6. Presente los registros obtenidos en la práctica e identifique o señale en 2 o 3 ciclos cardiacos lo siguiente:
- Primero y segundo sonidos cardiacos
 - Eventos electrocardiográficos con los que se relacionan los sonidos cardiacos
 - Silencios entre S1 y S2 (silencio “corto”) y entre S2 y S1 del siguiente ciclo (silencio “largo”)
 - Abarcando tanto el registro fonocardiográfico como el electrocardiograma delimite la sístole y diástole ventriculares
7. Incluya la tabla 3 de resultados y responda las siguientes preguntas:
8. Durante el reposo, ¿La duración de los ciclos cardiacos y por consiguiente la frecuencia cardiaca del sujeto en estudio coincidieron con los parámetros considerados normales? Especifique
9. En comparación con el estado de reposo ¿Qué cambios se observaron en los distintos eventos después de la realización de ejercicio?

Con base en sus resultados responda las siguientes preguntas:

10. Si en los cuatro focos de auscultación de las válvulas cardiacas se escuchan tanto el primero como el segundo sonidos cardiacos ¿Qué importancia tendrá realizar la auscultación en los cuatro focos?
11. En lo general, en el foco de auscultación mitral ¿Qué sonido es más intenso?
12. ¿Entre qué sonidos cardiacos se presenta un menor intervalo de tiempo, entre S1 y S2 o entre S2 y S1 del siguiente ciclo?
13. ¿Con qué elemento electrocardiográfico coincide el S1 y en qué fase del ciclo cardiaco se presenta? Explique su respuesta
14. ¿Con qué elemento electrocardiográfico coincide el S2 y en qué fase del ciclo cardiaco se presenta? Explique su respuesta
15. En reposo, en un animal sano ¿Qué fase del ciclo cardiaco tiene mayor duración, la sístole o la diástole ventricular?
16. En el periodo de tiempo entre el S1 y el S2 ¿Qué fase del ciclo cardiaco se desarrolla?
17. En el periodo de tiempo entre el S2 y el S1 del siguiente ciclo ¿Qué fase del ciclo cardiaco se desarrolla?
18. Regularmente en un individuo sano ¿Cuántos sonidos cardiacos audibles se presentan durante cada ciclo?

APLICACIÓN CLÍNICA

19. ¿Entre qué sonidos cardiacos se presentará un soplo generado por el reflujo de sangre de la aorta al ventrículo izquierdo en un animal con una válvula aórtica que no cierra adecuadamente? ¿En qué foco de auscultación se escuchará? Explique sus respuestas suficientemente tomando en cuenta los aspectos revisados en la práctica.

Literatura recomendada:

- Barrett, K.E., Barman, S.M., Boitano, S., Brooks, H.L.: Ganong. Fisiología Médica. 23ª ed., McGraw-Hill Interamericana, México, 2010.
- Guyton, A.C. y Hall, J.E.: Tratado de Fisiología Médica. 11ª ed., Elsevier, España, 2006.
- Ruckebush Y., Phaneuf LP y Dunlop R.: Fisiología de pequeñas y grandes especies. *Manual Moderno*, México, 1994.
- Smith FWK.: Interpretación rápida de los ruidos cardiacos, soplos y arritmias. *Interamericana*, Argentina, 1993.
- Swenson, M.J. y Reece, W.O. compiladores.: Fisiología de los animales domésticos de Dukes. Tomo 1. 2ª ed. *Limusa*, México, 1999.

Práctica 6. Medición y regulación de la presión arterial

Objetivos:

- Comprender el concepto y las características generales de la presión sanguínea arterial
- Comprender el fundamento de la técnica auscultatoria de medición de la presión arterial
- Realizar la medición de la presión sanguínea arterial mediante la técnica auscultatoria
- Comprender el mecanismo barorreceptor de regulación de la presión arterial.
- Identificar los factores determinantes del gasto cardiaco y la presión arterial.
- Relacionar los cambios en la estimulación autónoma del corazón con la frecuencia cardiaca, el gasto cardiaco y la presión arterial.

Temas de estudio:

- Concepto de presión sanguínea
- Concepto de presión arterial y sus características
- Métodos de obtención de la presión arterial
- Técnica auscultatoria de medición de la presión arterial
- Sonidos de Korotkoff
- Factores determinantes de la presión arterial
- Conceptos de volumen sistólico y gasto cardiaco
- Regulación de la actividad cardiaca por el sistema nervioso autónomo
- Retorno venoso y factores que lo determinan
- Participación del reflejo barorreceptor en la regulación de la presión arterial

Cuestionario:

- Mencione que es la presión sanguínea
- Diga que es la presión arterial sistólica
- Diga que es la presión arterial diastólica
- Diga que es la presión arterial media y como se obtiene
- Diga que es la presión del pulso (presión diferencial) y cómo se obtiene
- Mencione el procedimiento para la obtención de la presión arterial mediante el método auscultatorio
- ¿Por qué es importante la regulación de la presión sanguínea arterial?
- Mencione los factores de los que depende la presión arterial y su relación
- ¿Qué es el volumen sistólico o volumen de eyección ventricular?
- ¿Qué es el retorno venoso? y ¿Cuál es su relación con el volumen sistólico?
- ¿Qué es el gasto cardiaco? y ¿Cuál es su relación con el volumen sistólico y la frecuencia cardiaca
- Mencione los efectos de la estimulación simpática sobre el corazón
- Mencione los efectos de la estimulación parasimpática sobre el corazón
- ¿Qué son los barorreceptores arteriales y dónde se encuentran?
- ¿Cuál es la función de los barorreceptores arteriales?

INTRODUCCIÓN

MEDICIÓN DE LA PRESIÓN SANGUÍNEA ARTERIAL

La función fundamental del sistema cardiovascular es mantener un flujo sanguíneo (perfusión sanguínea) adecuado en todos los tejidos, que les permita obtener de la sangre los elementos necesarios para la actividad celular, así como, incorporar a los vasos sanguíneos aquellos elementos que deben ser transportados a diversas partes del organismo, sea para su utilización (nutrientes, O₂, hormonas) o para su desecho (CO₂, creatinina, urea, amoníaco, ácidos, diversos metabolitos).

La sangre circula en el organismo dentro de dos circuitos de vasos sanguíneos y las cámaras del corazón; se habla de un circuito o circulación mayor, sistémica o general que abarca desde la arteria aorta (por la que sale la sangre del ventrículo izquierdo) hasta las venas cavas (por donde llega la sangre al atrio derecho) y de una circulación menor o pulmonar por donde circula la sangre en los pulmones, ingresando desde el ventrículo derecho a la arteria pulmonar y regresando al atrio izquierdo a través de las venas pulmonares. Por medio de la circulación sistémica o general la sangre es distribuida a prácticamente la totalidad del organismo; mientras que, a través de la circulación pulmonar la sangre fluye por los capilares alveolares para su oxigenación y eliminación de bióxido de carbono.

Para que la sangre se desplace a través de los vasos sanguíneos se requiere indispensablemente de una fuerza que la impulse, dicha fuerza está dada por la **PRESIÓN SANGUÍNEA**, que es, *la fuerza que la sangre ejerce por unidad de área en todas direcciones*. De manera específica, en los vasos sanguíneos, la presión se ejerce hacia adelante, atrás y sobre la pared vascular.

El conocimiento de la presión sanguínea es fundamental para la adecuada valoración del estado fisiológico de un individuo, toda vez que, es uno de los principales factores determinantes del flujo sanguíneo y el flujo sanguíneo adecuado es indispensable para la salud y la vida.

De acuerdo con el tipo de vaso sobre el que la sangre ejerce presión podemos hablar de presión arterial, capilar, venosa, etc. En las arterias y arteriolas la presión sanguínea no es constante, presenta un comportamiento cíclico acorde con el ciclo cardiaco. Durante la sístole ventricular, debido al ingreso de sangre a las arterias pulmonar y aorta, la presión en ellas se va incrementando hasta alcanzar un máximo hacia la mitad de la sístole. A dicho *valor máximo de presión en las arterias, alcanzado durante la sístole ventricular, se le denomina PRESIÓN ARTERIAL SISTÓLICA (PAS) o simplemente presión sistólica*. Posteriormente, aún durante la sístole, la presión arterial empieza a descender debido a que la cantidad de sangre que ingresa a las arterias va siendo menor y a que la sangre fluye hacia adelante en el sistema vascular. Durante la diástole, el cese del ingreso de sangre a las arterias desde el corazón y el desplazamiento continuo de sangre hacia adelante, en el sistema de vasos, provocan que la presión arterial vaya disminuyendo hasta un valor mínimo alcanzado justo antes de que se inicie una nueva etapa de ingreso de sangre. A dicho *valor mínimo de presión arterial alcanzado al término de la diástole e inicio de la siguiente sístole ventricular se le denomina PRESIÓN ARTERIAL DIASTÓLICA (PAD) o presión diastólica*. Para indicar los valores de dichas presiones frecuentemente se anotan juntos, primero la PAS y después la PAD, separados por una diagonal y expresados en valores pares; por ejemplo, si se reportan valores de 110/70, 110 corresponde al valor de la PAS y 70 al valor de la PAD.

Resulta conveniente conocer, a partir de los valores de presión sistólica y diastólica, el *valor promedio de la presión arterial al cual se le denomina: presión arterial media (PAM)*; la cual, sin embargo, no se obtiene mediante el promedio aritmético de ambos valores. Esto se debe a que el curso temporal y la duración del incremento y decremento de la presión no son iguales. Por otro lado, toda vez que la duración del periodo de descenso de la presión es mayor que la duración del periodo de ascenso, la presión arterial media se encuentra por debajo de la media aritmética. Para obtener la PAM puede utilizarse la siguiente fórmula:

$$\text{PAM} = \text{PAD} + 1/3 (\text{PAS} - \text{PAD})$$

Otro concepto importante es el de **presión diferencial o presión del pulso**, la cual corresponde a la *diferencia entre la presión sistólica y la diastólica (PAS – PAD)*. Esta presión determina la fuerza adicional de distensión de la pared arterial a partir de la presión diastólica y da lugar al llamado **pulso arterial**, que por lo tanto, puede definirse como, *la distensión de la pared arterial provocada por la incorporación de sangre a las arterias en cada ciclo cardiaco*. Tal distensión de la pared se propaga en forma de onda a lo largo del árbol arterial y arteriolar lo que permite su reconocimiento en arterias alejadas del corazón.

La valoración clínica de la **presión** y el **pulso arteriales** son útiles herramientas en la medicina veterinaria, el pulso arterial aporta valiosa información sobre el estado funcional del sistema cardiovascular y es fácilmente palpable en las distintas especies en **arterias periféricas** como la femoral, facial, maxilar externa, safena y coccígea.

En el caso de la presión arterial, debido a la dificultad que puede implicar su obtención y a las alteraciones causadas por el estrés generado al animal, su obtención no es tan frecuente y muchas veces queda restringido a ciertas condiciones en las que resulta sumamente relevante su conocimiento, como son: estados de choque cardiovascular, monitoreo durante la anestesia, monitoreo de rutina en animales mayores de 10 años de edad, monitoreo pos-quirúrgico de pacientes intervenidos, todos los perros y gatos con ruidos cardiacos, monitoreo de pacientes con problemas cardiacos, diagnóstico y control de pacientes con hipertensión sistémica.

Es importante, sin embargo, tener presente que, en caso de no ser posible medir la presión arterial, el médico debe ser capaz de inferir, a partir de datos clínicos, el estado general de la presión arterial en cualquier paciente, ya que, tanto su disminución como su incremento, más allá de ciertos límites, pueden causar la muerte del animal.

Métodos de obtención de la presión arterial

La medición de la presión arterial *puede realizarse de manera directa (invasiva) o mediante técnicas indirectas (no invasivas)*. La técnica directa no se utiliza rutinariamente en la clínica, ya que implica la canalización de una arteria, para lo cual se requiere de la sedación del animal, equipo adecuado y personal capacitado; además de un alto riesgo de hemorragias severas, hematomas e infecciones. Sin embargo, la medición directa de la presión es la técnica más precisa y se utiliza en investigación y como parámetro de valoración de las distintas técnicas indirectas.

Mediante las técnicas indirectas se obtiene la presión, desde el exterior del organismo, en arterias mayores. Estas técnicas son de mayor aplicación y practicidad tanto en pacientes humanos como en veterinarios, y generan relativamente poco estrés o pueden no generarlo. Los resultados obtenidos presentan pequeñas diferencias con los valores obtenidos con la técnica directa, sin embargo, en lo general son confiables. Para su obtención se requiere del equipo adecuado y el conocimiento preciso de la técnica. En pacientes veterinarios, es recomendable que el animal se encuentre en posición de decúbito esternal o decúbito lateral mientras que en el humano generalmente se obtiene con el individuo sentado o de ser necesario, acostado. En cualquier caso y toda vez que la presión arterial debe ser medida a la misma altura que el corazón, para evitar el efecto de la gravedad sobre la presión, la arteria a partir de la cual se obtenga la medición debe ubicarse a dicha altura.

A continuación se señalan algunas regiones utilizadas para la medición de la presión arterial en perros y gatos, así como las arterias ubicadas en dichas zonas a partir de las cuales se obtiene la medición.

Región	Arteria
Base de la cola	Arteria coccígea
Miembro anterior, proximal al carpo	Arteria mediana
Miembro anterior, distal del carpo	Arteria digital palmar
Miembro posterior	Rama craneal de la safena
Miembro posterior, distal del corvejón	Arteria plantar medial

Dentro de las técnicas indirectas más empleadas en la clínica humana se encuentra la “**técnica auscultatoria**” o **ESFIGMOMANOMETRÍA**, la cual se basa en la auscultación de sonidos característicos, generados por el flujo sanguíneo turbulento en la arteria en estudio, una vez que ésta es sometida a una presión externa que interfiere su flujo sanguíneo. En la clínica veterinaria de pequeñas especies el uso de esta técnica tiene la limitante de que dichos sonidos no son fácilmente audibles debido a su baja intensidad, lo que genera cierta dificultad para obtener la medición y que ésta sea poco confiable o que no pueda obtenerse. Para su realización se emplea un esfigmomanómetro (baumanómetro) y un estetoscopio. El esfigmomanómetro clásico (Figura 1) se compone de un brazalete que contiene en su interior una cámara de aire conectada mediante mangueras a una perilla, para el inflado de la cámara y a un manómetro, instrumento que registra la presión. Es muy importante que el brazalete tenga las dimensiones adecuadas a la longitud y grosor de la región donde sea colocado, recomendándose, en lo general, que la cámara de aire del interior del brazalete abarque un 40% de la longitud de la zona y que abarque por lo menos un 80% de la circunferencia de la misma. En la clínica veterinaria es común utilizar, en perros y gatos, brazaletes de neonatología y pediatría humanas, los cuales tienen un ancho entre 1 y 8 cm y una longitud adecuada al grosor de la cola o de los miembros.



FIGURA 1. ESFIGMOMANÓMETRO

Los sonidos generados por el flujo turbulento de la sangre a través de la arteria son conocidos, por razones históricas, como **sonidos de Korotkoff** y es muy importante no confundirlos con los sonidos cardiacos que tienen un origen diferente y se auscultan en zonas específicas del tórax.

La metodología para realizar la medición de la presión arterial mediante la técnica auscultatoria se expone en el apartado “Procedimiento” de este protocolo de práctica.

Debido a la limitante de la técnica auscultatoria, en la clínica veterinaria se utilizan otras técnicas indirectas, a través de las cuales pueden obtenerse resultados confiables. Dentro de éstas tenemos el **método Doppler**, que es una técnica basada en los mismos aspectos fisiológicos de la esfigmomanometría pero que utiliza un ultrasonido Doppler en lugar del estetoscopio. La **oscilometría** también es una técnica de amplio uso en veterinaria que se basa en el registro de las oscilaciones de la pared de las arterias, las cuales dependen de la presión en el interior y exterior de las mismas. Otra técnica, de reciente uso en veterinaria, es la **fotopleetismografía** que se basa en la atenuación de radiación infrarroja para determinar la presión arterial.

A continuación se incluyen algunos parámetros normales de presión arterial en perros y gatos no sedados obtenidos mediante la técnica directa y dos técnicas indirectas.

Especie	Técnica	Presión sistólica (mmHg)	Presión diastólica (mmHg)	Presión media (mmHg)
Perros	Técnica directa	154 +/- 20	84 +/- 9	107 +/- 11
	Oscilometría	133	75	98
	Doppler	147 +/- 20	82 +/- 15	104 +/- 17
Gatos	Técnica directa	126 + 4	91 +/- 6	106 +/- 5
	Oscilometría	139 +/- 27	77 +/- 25	99 +/- 27
	Doppler	162 +/- 19	-----	-----

REGULACIÓN DE LA PRESIÓN ARTERIAL

El mantenimiento de un flujo sanguíneo adecuado a todos los tejidos, acorde con sus cambiantes necesidades, requiere de complejos mecanismos que operan momento a momento para regular la presión arterial y la resistencia vascular. A su vez el logro de este objetivo implica la participación de diversas estructuras como corazón, vasos sanguíneos, riñones; cuya actividad es constantemente regulada por el sistema nervioso y el endocrino.

El **flujo sanguíneo** a través de un circuito vascular **depende de** dos factores físicos, **la diferencia de presión sanguínea** entre el inicio y el final del circuito y **la resistencia**; se relaciona de manera directa con la presión e indirecta con la resistencia, así, si disminuye la presión, disminuye el flujo, mientras que, si aumenta la resistencia, disminuye el flujo. La diferencia de presión, que con fines prácticos referiremos como **la presión sanguínea**, **depende** básicamente **del volumen sanguíneo y del diámetro vascular**. La relación entre el volumen sanguíneo y la presión es directa, de tal manera que, si el volumen sanguíneo disminuye, sin otro cambio concomitante, la presión sanguínea disminuye, y viceversa. Por otro lado, la relación entre el diámetro vascular y la presión sanguínea es indirecta, así, si el diámetro vascular disminuye (vasoconstricción), la presión sanguínea aumenta y viceversa.

El **volumen sanguíneo** en las arterias **depende**, de manera directa, **del** volumen o cantidad de sangre incorporada a ellas por el corazón, en otras palabras, depende del *volumen de sangre eyectado por cada ventrículo durante un minuto, a lo que se le denomina **gasto cardíaco***; así, si aumenta el gasto cardíaco, aumenta el volumen sanguíneo arterial y por consiguiente, aumenta la presión arterial y viceversa. A su vez, el **gasto cardíaco está determinado** por el *volumen de sangre expulsado por el ventrículo durante cada sístole (volumen sistólico o de eyección ventricular)* y por la **frecuencia cardíaca**. Por su parte, el **volumen sistólico depende**, de manera directa, **del** *volumen de sangre que ingresa a los atrios, a través de las venas, durante un minuto, a lo que se le denomina: **retorno venoso***. La relación entre el volumen sistólico, la frecuencia cardíaca y el gasto cardíaco es compleja, sin embargo, dentro de ciertos límites, el aumento de la frecuencia cardíaca provoca aumento del gasto cardíaco y por consiguiente de la presión arterial. Por otra parte, el aumento del volumen sistólico, sin disminución conjunta de la frecuencia cardíaca, provoca aumento del gasto cardíaco y de la presión arterial; mientras que, la disminución del volumen sistólico (sin incremento simultáneo de la frecuencia cardíaca), como el que se presenta de manera directa por disminución del retorno venoso (por ejemplo por una hemorragia), provoca disminución del gasto cardíaco y en consecuencia, disminución de la presión arterial.

Tanto en la circulación sistémica como en la pulmonar la sangre circula del lado arterial al venoso, por lo que la presión sanguínea en las arterias aorta y pulmonar, es un determinante crucial del flujo sanguíneo en el organismo. Debido a este importante papel, no resulta sorprendente la existencia de **complejos mecanismos**, como el **reflejo barorreceptor**, la filtración y reabsorción renal y la secreción de diversas hormonas, **involucrados en la regulación de la presión arterial**.

El reflejo barorreceptor

El reflejo barorreceptor, como otros reflejos, involucra la participación de *receptores sensoriales, que en este caso son receptores de presión o estiramiento* llamados: **barorreceptores**. Estos receptores son estimulados por la distensión de la pared arterial por la presión de la sangre sobre ella; por lo que, el aumento de la presión sanguínea arterial causa una mayor estimulación de ellos y viceversa. Los barorreceptores se ubican principalmente en la pared de la arteria aorta, a nivel del cayado aórtico y en la pared de las arterias carótidas, a nivel de su bifurcación; son terminaciones nerviosas de *neuronas aferentes*, las cuales se dirigen desde la pared arterial hasta el tallo cerebral *formando parte de los nervios vagos* (barorreceptores aórticos) y *glosofaríngeos* (barorreceptores carotídeos). Dichas neuronas aferentes llegan al *bulbo raquídeo* donde la

mayoría de ellas establece sinapsis con *neuronas del núcleo del tracto solitario* (NTS). Desde esta región parten neuronas que establecen a su vez sinapsis con neuronas de diversas *áreas del bulbo raquídeo involucradas en el control de la estimulación simpática* del corazón y los vasos sanguíneos. Adicionalmente desde el NTS parten neuronas que establecen sinapsis con neuronas del *núcleo dorsal motor del vago* encargado de la regulación de la estimulación parasimpática del corazón. La *vía eferente* del reflejo barorreceptor está a cargo de las *divisiones simpática y parasimpática* del sistema nervioso autónomo. Finalmente los *efectores* abarcan al *corazón*, los *vasos sanguíneos*, algunas *glándulas endocrinas* y los *riñones*, entre otros. En conjunto estos elementos llevan a cabo acciones que permiten que la presión arterial se mantenga dentro de rangos adecuados o, dentro de ciertos límites, se corrija si sufre alguna alteración.

Cuando el animal tiene sus presiones arteriales sistémicas (sistólica y diastólica) normales, las neuronas aferentes barorreceptoras presentan una cierta frecuencia de potenciales de acción (frecuencia de disparo o descarga), sin embargo, cuando la presión arterial disminuye, su frecuencia de disparo disminuye; mientras que, el aumento de la presión arterial provoca el efecto opuesto (aumento de frecuencia de disparo). Así, **si la presión arterial disminuye, los barorreceptores son menos estimulados y las neuronas aferentes desarrollan una menor frecuencia de disparo**, esto tiene como consecuencia que a nivel encefálico se **incremente la estimulación de la vía simpática y se reduzca la estimulación parasimpática**. Con ello se provoca, entre otros cambios, **aumento de la frecuencia y fuerza de contracción del corazón**, con lo que se **incrementa el gasto cardíaco**, y por consiguiente, **la presión arterial**. Por su parte, el incremento resultante de la presión arterial, dependiendo de la gravedad del caso, puede permitir que el flujo sanguíneo se conserve lo más cercano a lo normal, principalmente en órganos vitales como el cerebro y corazón. Por otro lado, en términos generales, **cuando la presión arterial se incrementa sobre los valores normales, mediante el reflejo barorreceptor, se desarrollan acciones que tienden a disminuir la presión arterial, lo que puede permitir el restablecimiento de sus valores normales**.

En la primera parte de esta práctica realizaremos la medición de la presión arterial en humanos mediante la técnica auscultatoria con la finalidad de identificar los valores de presión sistólica y diastólica, así como calcular la presión arterial media y la presión del pulso, lo que además, contribuirá a la comprensión del origen de los sonidos de Korotkoff que son base de técnicas de medición de la presión arterial en animales, como el método Doppler.

En la segunda parte podremos valorar la participación del reflejo barorreceptor en la regulación de la presión arterial, estudiando los cambios sufridos por la frecuencia cardíaca, al generar en un individuo disminución de su presión arterial sistémica mediante la realización de la maniobra de Valsalva. Con este procedimiento se mantiene incrementada, durante un breve periodo, la presión intratorácica, lo que reduce el retorno venoso al atrio derecho y por consiguiente, posteriormente, al atrio izquierdo, dando como consecuencia disminución de la presión arterial, ante lo cual el organismo responde rápidamente mediante el reflejo barorreceptor.

Material y equipo requerido:

Por alumno

Manual de prácticas
Estetoscopio

Proporcionado por el laboratorio:

5 Esfigmomanómetros
1 proyector (cañón)
1 Equipo de registro "Biopac" (computadora con el programa BIOPAC)

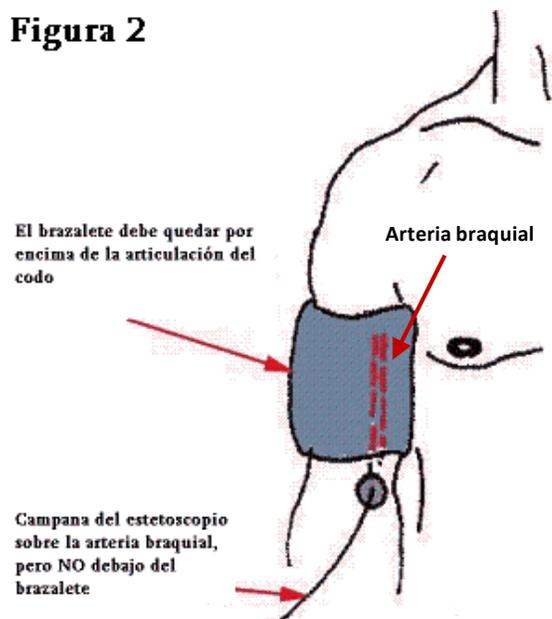
1 Unidad de adquisición MP35
1 Cable USB BIOPAC (USB1W)
3 Electroodos desechables de vinilo BIOPAC (EL503)
1 Juego de 3 cables de conexión a los electroodos BIOPAC (SS2L)
1 frasco de torundas de algodón con alcohol

Procedimiento para la “Medición de la presión arterial mediante esfigmomanometría”

NOTA: El equipo de esfigmomanometría debe ser utilizado con el mayor cuidado posible, ya que una caída o su mal manejo puede dañarlo severamente.

3. Con la finalidad de sacar todo el aire de la cámara del brazalete **abra la válvula** (gírela en contra de las manecillas del reloj) y **enrolle y presione el brazalete aplanándolo**.
4. La persona a la que se le tomará la presión arterial debe descubrir su brazo y sentarse en una silla junto a la mesa donde apoyará su brazo
5. **Coloque el brazalete** en la parte superior del brazo con la indicación “arteria” sobre el recorrido de la arteria braquial (Figura 2). El límite distal del brazalete debe ubicarse a unos 3-5 cm del pliegue del codo y debe fijarse con ayuda del “velcro”. *De ser necesario puede insuflar la cámara unos 10 a 20 mmHg para que el brazalete quede fijo.*
6. **Coloque el manómetro** sobre el brazalete con ayuda de la cinta respectiva.
7. **Identifique la ubicación de la arteria braquial** mediante palpación del pulso (palpe en la región medio-lateral de la cara interna del brazo, aproximadamente 2 centímetros arriba del pliegue del codo), si lo considera necesario márkelo con un plumón. *Cerrar el puño con fuerza ayuda a ubicar el pulso.*
8. **Palpe el pulso** en la arteria braquial o radial, cierre la válvula y comience a insuflar el brazalete viendo permanentemente el valor de presión en el manómetro; continúe **insuflando hasta que deje de sentir el pulso, tome nota del valor de presión** en ese momento (*este valor corresponde a la presión sistólica obtenida mediante palpación*) y **desinsufla el brazalete rápidamente**. *En caso necesario, por cuestión de tiempo, puede omitirse este paso.*
9. **Coloque el estetoscopio** sobre la zona de detección del pulso braquial cuidando que la campana no quede debajo del brazalete, toda vez que el roce con éste puede interferir la detección de los sonidos. (Figura 2)
10. **Insufla el brazalete** hasta 30 a 40 mmHg por arriba del valor de la *presión sistólica obtenida mediante palpación* (si no la obtuvo insufla hasta una presión de 160 mmHg).
11. Con el uso de la perilla **libere la presión** del brazalete **lentamente**, a una velocidad de 2-3 mmHg por segundo, **auscultando con atención** y **viendo permanentemente el valor de presión** indicado por el manómetro.
12. Tome nota mentalmente del **valor de presión** registrado **en el momento que empiece a escuchar los sonidos** de Korotkoff. **Este valor corresponde al valor de la presión sistólica.**
13. **Continúe liberando la presión** del brazalete hasta que **deje de escuchar los sonidos** y tome nota del valor de presión registrado en dicho momento. **Este valor corresponde a la presión diastólica.**
14. **Continúe liberando la presión** hasta que salga todo el aire del brazalete. Anote los valores obtenidos
15. **Retire el brazalete** del sujeto y disponga correctamente del esfigmomanómetro.

Figura 2



NOTA: Es importante no someter el brazo a una presión superior a 100 mmHg por más de un minuto pues, además de causar molestias, se puede provocar congestión venosa.

16. Sin que el sujeto cambie de posición **tome la frecuencia** cardiaca mediante auscultación cardiaca o palpación del pulso en la arteria radial y tome nota.
17. Registre en la tabla 1 los valores obtenidos en cinco compañeros (anote las unidades correspondientes).

Tabla 1. Valores de presión arterial y frecuencia cardiaca en humanos

SUJETO	EDAD	SEXO	PRESIÓN SISTÓLICA (PS)	PRESIÓN DIASTÓLICA (PD)	CASIFICACIÓN CLÍNICA *	PRESIÓN ARTERIAL MEDIA (PAM)	PRESIÓN DEL PULSO	FRECUENCIA CARDIACA	OBSERVACIONES
PROMEDIO		-----			-----				

* Llenar con base en el punto 6.1.2 de la NOM-030-SSA2-1999

Procedimiento para el estudio de la regulación de la presión arterial mediante la realización de la maniobra de valsalva:

Se requerirá un voluntario para que realice la maniobra de valsava y se obtenga el registro

18. Con una torunda impregnada de alcohol retire el exceso de grasa de la superficie interna de la piel de la muñeca derecha y tobillos izquierdo y derecho
19. Coloque en cada uno de los puntos antes señalados un electrodo adherible (con la finalidad de que se adhieran correctamente los electrodos es recomendable que se coloquen al menos 5 minutos antes de la realización del registro)
20. El alumno deberá sentarse cómodamente en una silla donde los demás alumnos puedan observar su cuello
21. Conecte los cables de registro a los electrodos como se indica a continuación: cable blanco (negativo) al electrodo del brazo derecho, cable rojo (positivo) al electrodo de la pierna izquierda y cable negro (tierra) al electrodo de la pierna derecha
NOTA: Con la finalidad de obtener adecuadamente el registro, antes de iniciarlo deberá quedar claro al alumno el procedimiento a seguir
22. Obtenga un registro basal durante 15 segundos, a continuación, sin dejar de registrar...
23. El alumno deberá realizar una inspiración profunda y después deberá intentar espirar pero manteniendo la glotis cerrada (esta maniobra corresponde a lo que en palabras comunes se denomina "pujar"). De ser posible deberá mantenerse este esfuerzo espiratorio con la glotis cerrada durante 10 a 15 segundos, al término de los cuales, sin dejar de registrar...
24. El alumno debe permitir la expulsión del aire, respirar normalmente y permanecer tranquilo hasta que se observe recuperación de la frecuencia cardiaca; una vez que esto se logre se detiene el registro.
25. **NOTA:** durante la realización de la maniobra de valsalva los alumnos deben observar atentamente el cuello del alumno que la realice, para observar una de las consecuencias de la alteración de la dinámica circulatoria causada por la maniobra, la ingurgitación sanguínea de las venas yugulares.

Análisis de los registros:

Etapas 1: control en estado de reposo

Etapas 2: inicio de la espiración con la glotis cerrada (inicio de la maniobra). Esta etapa dura unos cuantos segundos y no siempre se observa el cambio reflejo de la frecuencia cardiaca

Etapas 3: mantenimiento de la espiración con la glotis cerrada (mantenimiento de la maniobra)

Etapas 4: inicio del periodo de recuperación (inmediatamente después de permitir la apertura de la glotis)

Etapas 5: fin del periodo de recuperación (cuando se alcanza la recuperación completa)

1. Llene la siguiente tabla; en las etapas “control” y “recuperación completa” llene todo con N (normal), salvo en la parte de frecuencia cardiaca donde hay que anotar el valor de la frecuencia obtenido en la práctica; en las demás etapas indique los valores de la frecuencia cardiaca y los cambios cualitativos que se sabe sufren los distintos parámetros cardiovasculares en cada una de ellas.

Tabla 2. Resultados esperados (E) y obtenidos (O) durante la realización de la maniobra de valsalva

ETAPA	Efectos inmediatos										Consecuencias por el reflejo barorreceptor									
	PRESIÓN INTRA-TORÁCICA		RETORNO VENOSO		VOLUMEN SISTÓLICO		GASTO CARDIACO		PRESIÓN ARTERIAL		ESTIMULACIÓN SIMPÁTICA		ESTIMULACIÓN PARASIMPÁTICA		FRECUENCIA CARDIACA ()		GASTO CARDIACO		PRESIÓN ARTERIAL	
	E	O	E	O	E	O	E	O	E	O	E	O	E	O	E	O	E	O	E	O
1. CONTROL (REPOSO)																				
2. INICIO DE LA MANIOBRA																				
3. MANTENIMIENTO DE LA MANIOBRA																				
4. INICIO DEL PERIODO DE RECUPERACIÓN																				
5. RECUPERACIÓN COMPLETA																				

Reporte de la práctica:

Primera parte: medición de la presión arterial

20. Consulte la Norma Oficial Mexicana **NOM-030-SSA2-1999**, “Para la prevención, tratamiento y control de la hipertensión arterial”. Revise el: “Apéndice Normativo B. Procedimiento básico para la toma de la Presión Arterial” y anote al menos 5 aspectos señalados en la norma que no hayan sido incluidos o comentados en la práctica.
21. Presente los parámetros de presión arterial normales consignados en el **punto 6.1.2 de la norma** y los correspondientes a las distintas etapas de hipertensión arterial.
22. Llene la tabla 1 de resultados e inclúyala
23. Analice con detenimiento sus resultados y realice una breve discusión general de los mismos.
24. Considerando los valores de presión arterial de 120/80 calcule los valores de presión arterial media (PAM) y presión del pulso (PP). Incluya su procedimiento.
25. Investigue e incluya rangos normales de presión arterial sistólica, diastólica y media en diversas especies.

Segunda parte: regulación de la presión arterial (maniobra de valsalva)

26. Presente la tabla con los resultados obtenidos durante la práctica y conteste las siguientes preguntas:
27. ¿Qué cambio presentó la frecuencia cardiaca al inicio de la maniobra de valsalva?, ¿A qué se atribuye este cambio? y ¿Qué consecuencias tiene dicho cambio sobre el gasto cardiaco y la presión arterial?
28. ¿Qué cambio presentó la frecuencia cardiaca durante el mantenimiento de la maniobra de valsalva? ¿A qué se atribuye este cambio? y ¿Qué consecuencias tiene dicho cambio sobre el gasto cardiaco y la presión arterial?
29. ¿Qué cambio presentó la frecuencia cardiaca al inicio del periodo de recuperación, una vez terminada la maniobra de valsalva? ¿A qué se atribuye este cambio? y ¿Qué consecuencias tiene dicho cambio sobre el gasto cardiaco y la presión arterial?
- a. Complete de manera correcta el siguiente enunciado
30. Durante la maniobra de valsalva al **disminuir el retorno venoso** por la compresión de las venas intratorácicas, el llenado ventricular _____, por lo que el volumen sistólico _____, lo que a su vez provoca que el gasto cardiaco _____ y por consiguiente, la presión arterial _____ por debajo de su valor normal. Ante esta _____ de la presión arterial se presenta, como parte de las respuestas compensadoras, _____ de la estimulación simpática al corazón y _____ de la estimulación parasimpática al corazón, con lo que la frecuencia cardiaca _____ y con ello, el gasto cardiaco _____ y como consecuencia la presión arterial _____.
31. Realice 2 diagramas de flujo completos donde incluya los eventos que se desarrollan durante el **mantenimiento** de la maniobra de valsalva y al **inicio del periodo de recuperación** (apóyese del punto anterior). Es indispensable que incluya la participación de los barorreceptores en ambos casos.
32. **Investigue y fundamente** 2 causas por las que puede disminuir la presión arterial.
33. **Investigue y fundamente** 2 causas por las que puede aumentar la presión arterial (que no sean las opuestas a la pregunta anterior).

Literatura recomendada:

Literatura básica:

- Barrett, K.E., Barman, S.M., Boitano, S., Brooks, H.L.: Ganong. Fisiología Médica. 23ª ed., McGraw-Hill Interamericana, México, 2010. Clasificación: QP31 G3218 2010
- Fox, S.I., Fisiología humana. McGraw-Hill Interamericana, México, 2008. Clasificación: QP34.5 F6918 2008
- Mucha, C.J.: Determinación de la Presión Arterial. *Revista electrónica de Veterinaria*. Buenos Aires. Argentina, 2001, VIII (7), 1695-7504. (<http://www.veterinaria.org/revistas/redvet/n070707/070721.pdf>)
- Sotres-Vega, A., Olmos-Zúñiga, J.R., Jasso-Victoria, R., Franco-Oropeza, A. Loyola-García, U, Santillán-Doherty, P.: Registro hemodinámico en perros mestizos. *Rev Inst Nal Enf Resp Mex*. 2002, 15(2). Págs. 69-77.

Literatura complementaria:

- Guyton, A.C. y Hall, J.E.: Tratado de Fisiología Médica. 11ª ed., Elsevier, España, 2006. Clasificación: QP34.5 G818 2006
- Marieb, E. Npon. Human anatomy & physiology. 8th ed., Pearson Benjamin Cummings, San Francisco, 2010. Clasificación: QP31.2 M36 2010

Práctica 7. Volúmenes y capacidades pulmonares y regulación de la respiración

Objetivos:

- Identificar los volúmenes y capacidades pulmonares y su relevancia fisiológica
- Identificar la participación de la presión arterial de O_2 y CO_2 y del pH sanguíneo en la regulación de la respiración
- Identificar la participación de los quimiorreceptores en la regulación de la respiración

Temas de estudio:

- Funciones del aparato respiratorio
- Volúmenes y capacidades pulmonares
- Difusión alveolo-capilar de los gases y su relación con la presión arterial de O_2 , CO_2 y pH sanguíneo
- Relación entre la presión arterial de CO_2 y el pH sanguíneo
- Control nervioso y químico de la respiración

Cuestionario:

- Mencione tres de las principales funciones del aparato respiratorio
- Defina los volúmenes y capacidades pulmonares (Revise el glosario del anexo 1)
- Mencione las fases de la respiración y las características de cada una de ellas
- Diga que es la frecuencia respiratoria y mencione los valores normales de ésta, en reposo, en distintas especies
- Defina espirometría.
- Mencione los valores normales de las presiones arteriales y venosas de O_2 y CO_2 y de pH en la sangre arterial y venosa
- Explique la reacción química mediante la cual se forma el ácido carbónico (hidratación del CO_2) y señale los productos resultantes de la disociación de este ácido
- Con base en la pregunta anterior mencione la relación entre la presión de CO_2 y el pH sanguíneo
- Mencione que son los quimiorreceptores periféricos (arteriales) y cuál es su función
- Mencione que son los quimiorreceptores centrales y cuál es su función

INTRODUCCIÓN

En todo momento las células del organismo requieren de oxígeno para la obtención aeróbica de energía; a través de este mismo proceso, se produce continuamente bióxido de carbono; así el mantenimiento de la actividad metabólica y por lo tanto de la vida, requiere de la obtención continua de oxígeno desde el ambiente y de la eliminación de bióxido de carbono al mismo, fenómenos realizados mediante el proceso de respiración.

La RESPIRACIÓN comprende las fases de inspiración y espiración, durante las cuales ingresa y sale aire del aparato respiratorio, respectivamente; estos dos fenómenos conforman un ciclo respiratorio, que se repite continuamente a una determinada frecuencia (frecuencia respiratoria). A la cantidad de aire que ingresa al aparato respiratorio con cada inspiración se le denomina volumen corriente, volumen circulante, volumen de ventilación pulmonar o volumen respiratorio. Normalmente, durante el reposo, en un ambiente termoneutral, el animal presenta una cierta frecuencia respiratoria y un volumen corriente que le permiten mantener las presiones arteriales de los gases sanguíneos dentro de estrechos rangos adecuados; por otro lado, cuando las necesidades de oxígeno y la producción de bióxido de carbono se modifican, la frecuencia respiratoria y el

volumen corriente pueden modificarse a fin de mantener estos parámetros en valores adecuados. Así mismo, cuando por algunas razones las presiones de estos gases y/o el pH sanguíneo se alteran, el proceso respiratorio se modifica (aumenta o disminuye el volumen corriente y/o aumenta o disminuye la frecuencia respiratoria) a fin de restablecer dichos parámetros fisiológicos.

Mecánica respiratoria

Para que ingrese aire al aparato respiratorio durante la inspiración, debe disminuir la presión dentro de los alveolos (presión intra-alveolar) por debajo de la atmosférica; lo cual se logra mediante la expansión de los pulmones. Para que los pulmones se expandan deben contraerse los **músculos inspiratorios, diafragma e intercostales externos**, la contracción de estos músculos genera aumento de la longitud cráneo-caudal de la cavidad torácica y del diámetro dorso-ventral del tórax (Figura 1); en caso de inspiraciones de mayor profundidad, también se contraen los músculos inspiratorios accesorios como el esternocleidomastoideo, serrato y escaleno.

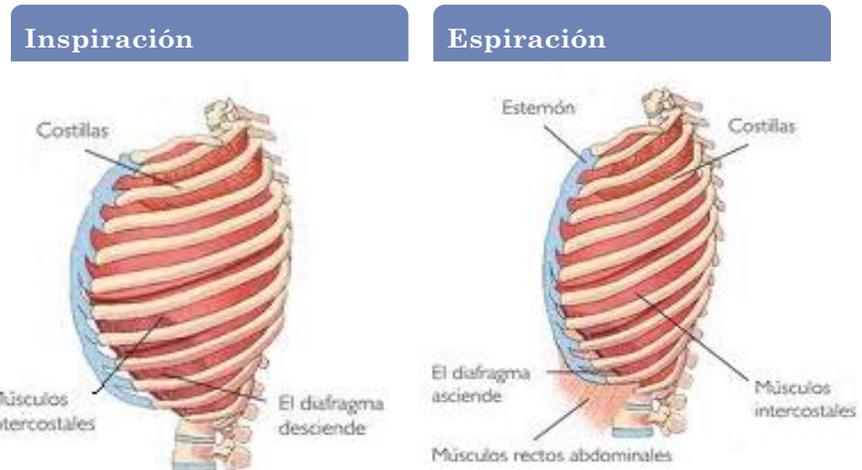


Figura 1. Cambios del diámetro dorso-ventral del tórax durante las fases de la respiración

Para que salga aire del aparato respiratorio, durante la espiración debe aumentar la presión intra-alveolar por arriba de la atmosférica. En el caso de la espiración pasiva (desarrollada en diversas especies durante el reposo) esto se logra, simplemente, con la relajación de los músculos inspiratorios, lo que permite la retracción elástica de los pulmones, sin embargo, en el caso de la espiración activa, adicionalmente deben contraerse los músculos espiratorios, intercostales internos y rectos, oblicuos y transversos abdominales. Durante la espiración (pasiva o activa) se reduce longitud cráneo-caudal de la cavidad torácica y el diámetro dorso-ventral del tórax (Figura 1).

La contracción de los músculos respiratorios y por lo tanto, la frecuencia y “profundidad” de la respiración, es controlada por neuronas eferentes motoras somáticas, las cuales, a su vez, son controladas por neuronas del sistema nervioso central.

Difusión de gases a nivel alveolar

Tanto a nivel alveolar como tisular, el O_2 y CO_2 difunden INDEPENDIENTEMENTE uno del otro y su difusión neta se da a favor de su propio gradiente de presión, esto es, de donde hay mayor presión a donde hay menor presión. La sangre proveniente del ventrículo derecho (sangre venosa) que llega a los capilares alveolares tiene una **presión de O_2** de aproximadamente 40 mmHg, mientras que en el interior de los alvéolos pulmonares la presión de O_2 es de alrededor de 100 mmHg, por lo que, el paso o difusión neta de oxígeno, se da de los alveolos a la sangre alcanzándose el equilibrio (Figura 2), así, la sangre que deja los pulmones dirigiéndose al atrio izquierdo (sangre arterial), lleva una presión de O_2 cercana a los 100 mmHg (que es superior a la de la sangre venosa). Por otra parte, la **presión de**

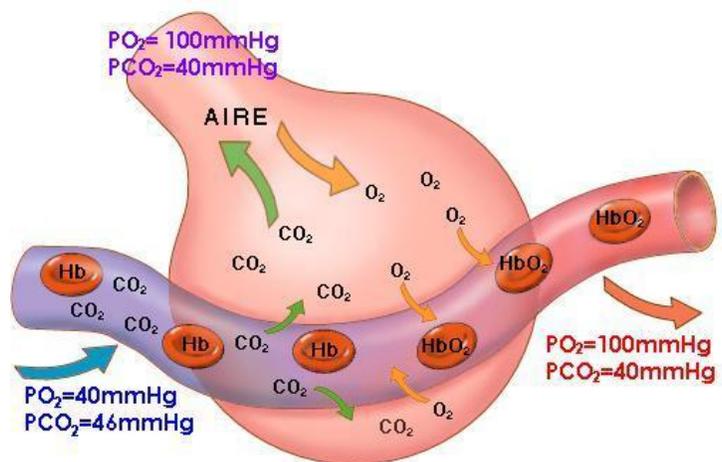


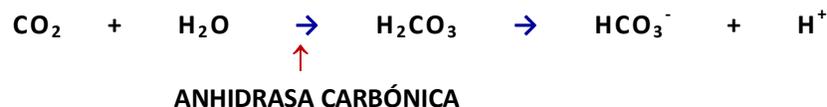
Figura 2. Presiones de los gases en la sangre venosa y arterial y en los alveolos pulmonares

CO_2 en la sangre venosa es de alrededor de 46 mmHg, mientras que en los alvéolos es cercana a 40 mmHg, lo que determina un flujo neto de CO_2 de la sangre al alveolo (Figura 2), gracias a lo cual, la sangre que deja los pulmones (sangre arterial) presenta una presión de este gas de alrededor de 40 mmHg (*que es inferior a la de la sangre venosa*).

El recambio continuo del gas (aire) alveolar (ventilación pulmonar) es necesario para que dentro de los alveolos pulmonares, así como en la sangre se mantengan presiones adecuadas de O_2 y CO_2 , lo que se logra gracias a la respiración. Si se incrementa el recambio de gas o ventilación alveolar, por aumento del volumen corriente y/o la frecuencia respiratoria, la presión alveolar de O_2 aumenta por lo que el ingreso de este gas a los capilares alveolares se incrementa y aumenta la presión arterial de O_2 . Por otro lado, este mismo incremento en la ventilación alveolar disminuye la presión alveolar de CO_2 , por lo que puede pasar una mayor cantidad de este gas de la sangre a los alveolos y por tanto, disminuye la presión arterial de CO_2 .

Relación entre la presión sanguínea de CO_2 y el pH

El CO_2 en la sangre se ubica en el plasma y dentro de los eritrocitos. En el plasma se encuentra disuelto, unido a proteínas plasmáticas e hidratado; en los eritrocitos también se encuentra disuelto, unido a la hemoglobina e hidratado. La hidratación del CO_2 consiste en la reacción de una molécula del gas con una molécula de agua con lo que se forma ácido carbónico (H_2CO_3), esta reacción es catalizada por la enzima anhidrasa carbónica presente en los eritrocitos (y algunas otras células del cuerpo); esta reacción también se presenta en el plasma aunque a una velocidad menor toda vez que no está presente la enzima. La disociación del ácido carbónico da como productos: un hidrogenión (H^+) y una molécula de bicarbonato (HCO_3^-); la reacción completa se muestra a continuación:



De esta manera la incorporación de CO_2 a la sangre da lugar a la formación de H^+ lo que aumenta su concentración libre y por consiguiente reduce el pH sanguíneo. Debido a este fenómeno el pH de la sangre venosa es ligeramente menor que el de la sangre arterial, ya que la presión de CO_2 en la sangre venosa es mayor que en la sangre arterial.

Control nervioso de la respiración

Como ya se ha señalado la contracción de los músculos inspiratorios y espiratorios es controlada por las neuronas motoras somáticas que los inervan, los somas de estas neuronas se encuentran en la médula espinal en los niveles cervical, torácico y lumbar. A su vez, la actividad de estas neuronas motoras es controlada por neuronas del tallo encefálico (control automático) y de la corteza cerebral (control voluntario). Aún en la actualidad se desconocen con precisión los mecanismos neurales involucrados en el control automático de la respiración, sin embargo, se han identificado grupos neuronales en diversas áreas encefálicas que participan en este proceso. A nivel del bulbo raquídeo se localizan dos importantes grupos de neuronas, el grupo respiratorio dorsal (GRD) y el grupo respiratorio ventral (GRV), que en conjunto llegan a denominarse el CENTRO RESPIRATORIO BULBAR y donde al parecer se ubica el generador del ritmo respiratorio (Complejo prebotzinger). El GRD se activa principalmente durante la inspiración, mientras que el GRV se activa durante la inspiración y la espiración. Existe una amplia interacción entre las neuronas de ambos grupos y su actividad eléctrica (generación de potenciales de acción) es, además, modulada por neuronas provenientes de los centros apneústico y neumotáxico, el núcleo del tracto solitario (NTS) y la corteza cerebral, entre otros. El GRD contiene neuronas que llegan hasta la médula espinal donde hacen sinapsis con las neuronas motoras que inervan los músculos inspiratorios, diafragma e intercostales externos; mientras que, desde el GRV llegan neuronas a establecer sinapsis con neuronas motoras que inervan los músculos inspiratorios accesorios y los espiratorios.

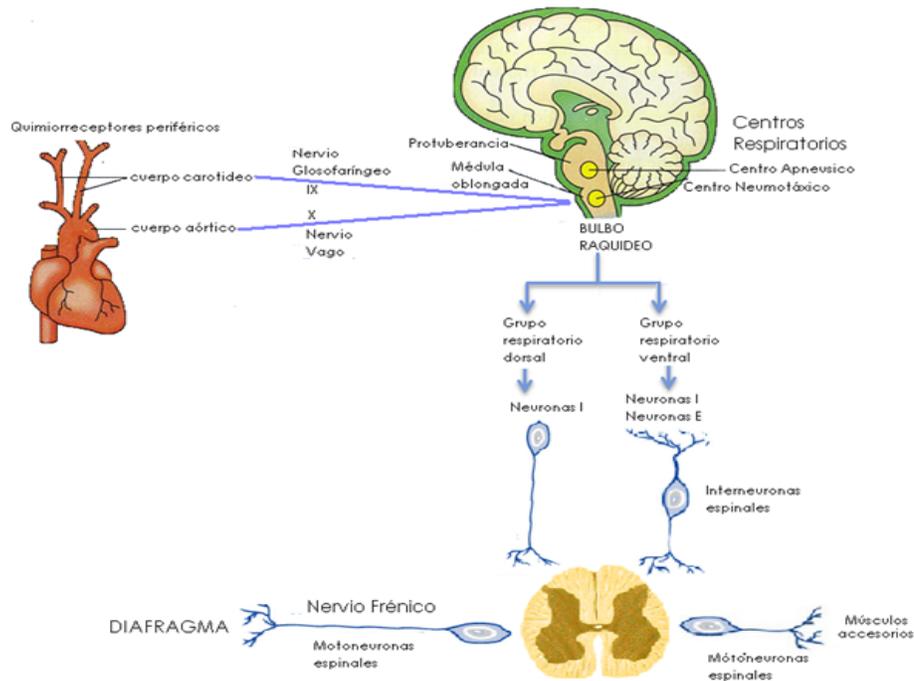


Figura 3. Elementos participantes en el control automático de la respiración. Se incluyen las aferencias de los quimiorreceptores periféricos que llegan al bulbo raquídeo, las neuronas del GRD y GRV del bulbo raquídeo, donde se ubican los somas de neuronas que se dirigen a la médula espinal donde hacen sinapsis con las neuronas motoras somáticas (motoneuronas espinales) que inervan los músculos inspiratorios y espiratorios.

Control químico de la respiración

La actividad de las neuronas del centro respiratorio bulbar es modulada (afectada) por los quimiorreceptores periféricos, a través de neuronas del NTS y por neuronas provenientes de quimiorreceptores centrales; con lo que se afecta la profundidad y frecuencia de la respiración. Los **quimiorreceptores arteriales (periféricos)** son

receptores sensoriales ubicados en los **cuerpos aórticos y carotídeos** (Figura 4); están constituidos por células llamadas "células glómicas tipo I" que son sensibles (son estimuladas) al O_2 , CO_2 e hidrogeniones (pH). Las células glómicas establecen sinapsis con neuronas aferentes (Figura 5) cuyos axones se dirigen al tallo encefálico formando parte de los nervios glossofaríngeos y vagos; la frecuencia de potenciales de acción de estas neuronas se incrementa cuando: se reduce la presión arterial de O_2 , se incrementa la presión arterial de CO_2 y se reduce el pH sanguíneo. Los axones de estas neuronas aferentes llegan al NTS donde establecen sinapsis con neuronas que se dirigen al centro respiratorio bulbar. Los **quimiorreceptores centrales** son un grupo de neuronas ubicadas en el bulbo raquídeo, que son estimuladas por los hidrogeniones resultantes de la disociación del ácido carbónico formado por hidratación del CO_2 en el líquido cefalorraquídeo, desde esta zona se dirigen axones al centro respiratorio bulbar donde establecen sinapsis.

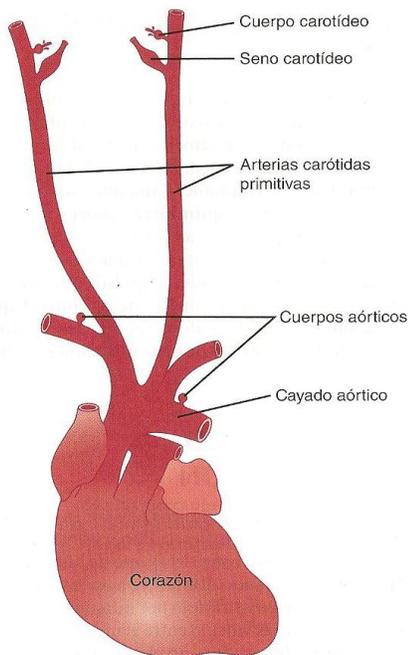


Figura 4. Ubicación de los cuerpos carotídeos y aórticos

La actividad de las neuronas del centro respiratorio bulbar es modulada (afectada) por los quimiorreceptores periféricos, a través de neuronas del NTS y por neuronas provenientes de quimiorreceptores centrales; con lo que se afecta la profundidad y frecuencia de la respiración. Los **quimiorreceptores arteriales (periféricos)** son

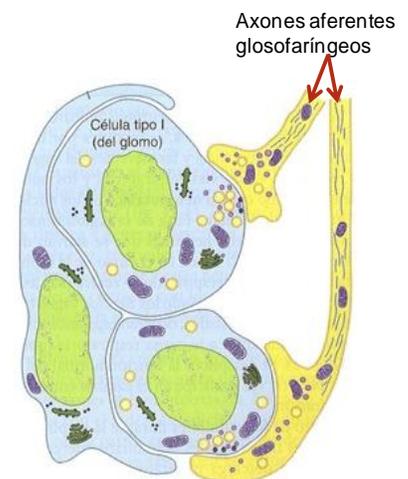


Figura 5. Organización del cuerpo carotídeo

La **disminución de la presión arterial de O₂, el incremento de la presión arterial de CO₂ y/o la disminución del pH sanguíneo**, a través de la participación de los quimiorreceptores y del centro respiratorio, **estimulan la respiración provocando aumento de la ventilación pulmonar, mediante aumento de la frecuencia y/o de la profundidad de la respiración**. El aumento de la ventilación pulmonar incrementa la entrada de O₂ a la sangre y la difusión de CO₂ de la sangre a los alveolos y por consiguiente, aumenta la presión arterial de O₂, disminuye la presión arterial de CO₂ e incrementa el pH, con lo cual, dependiendo del caso, pueden corregirse tales alteraciones o llevarse lo más cercano posible sus valores normales. Las alteraciones contrarias tienen efectos opuestos sobre la ventilación y sobre los parámetros fisiológicos referidos.

Material y equipo requerido:

Por alumno

Manual de prácticas

Calculadora

Proporcionado por el laboratorio

1 proyector (cañón)

1 Equipo de registro "Biopac" (computadora con el programa BIOPAC)

1 Unidad de adquisición MP35

1 Cable USB BIOPAC (USB1W)

1 transductor de flujo de aire BIOPAC (SS11LA)

1 filtro bacteriológico BIOPAC (AFT1)

1 jeringa de calibración BIOPAC (AFT6)

1 pieza bucal BIOPAC (AFT2)

1 pinza para nariz BIOPAC (AFT3)

1 transductor respiratorio BIOPAC (SS5LB)

1 transductor de temperatura (termistor) BIOPAC (SS6L)

1 rollo de cinta adhesiva

Procedimiento:

VOLUMENES Y CAPACIDADES PULMONARES

Se requerirá de un voluntario para la realización de la **espirometría**

26. Coloque el filtro bacteriológico y la pieza bucal al transductor de flujo

27. Siéntese cómodamente y coloque una pinza sobre su nariz para bloquear el flujo de aire a través de ella

28. Tome firmemente el transductor de flujo e introduzca la pieza bucal a la boca, respire de manera normal

29. Se registrará de manera continua durante todo el protocolo

30. Inicie el registro, realice 3 ciclos respiratorios normales y después de la tercera espiración realice la máxima inspiración que le sea posible y después espire para regresar al estado previo a la inspiración máxima

31. Realice nuevamente tres ciclos respiratorios normales y al final de la tercera inspiración espire al máximo y regrese al estado previo a la espiración máxima

32. Realice nuevamente tres ciclos respiratorios normales y al final de la tercera espiración realice una inspiración máxima seguida de una espiración máxima y regrese al estado de reposo

33. Levántese, siga respirando a través de la boquilla y realice ejercicio en su lugar, registre unos 20 segundos respirando naturalmente y entonces realice una inspiración máxima seguida de una espiración máxima, registre unos dos ciclos respiratorios más y detenga el registro

34. Con la participación del grupo realice el análisis de su registro y anote los resultados en la siguiente tabla

Tabla 1. Resultados obtenidos mediante espirometría

	REPOSO		EJERCICIO
	VALORES DE REFERENCIA		OBSERVADO
	Hombres	Mujeres	OBSERVADO
Volumen corriente o respiratorio (VC)	500 ml	500 ml	
Frecuencia respiratoria (FR)	12-16 c/min	12-16 c/min	
Volumen de ventilación minuto (VC * FR)	6000 - 8000 ml	6000 - 8000 ml	
Volumen inspiratorio de reserva	3300 ml	1900 ml	_____
Volumen espiratorio de reserva	1000 ml	700 ml	_____
Capacidad vital	4800 ml	3100 ml	

REGULACIÓN DE LA RESPIRACIÓN

Se requerirá de un voluntario, de preferencia hombre, para la realización del protocolo de registro

1. Coloque el transductor respiratorio alrededor de su tórax (puede ser sobre su playera), no deberá ejercer mayor presión que la necesaria para que quede firmemente colocado
2. Coloque el termistor de tal manera que el sensor de temperatura quede a la entrada de un orificio nasal
3. Durante todo el registro el alumno tratará de respirar naturalmente, salvo en los momentos que se requiera modificar la respiración voluntariamente. Se registrará de manera continua durante todo el protocolo, cada vez que se realice un cambio deberá presionarse la tecla F9 para señalar los momentos en que se realicen los cambios
4. Inicie el registro
5. Respire de manera normal durante 10 a 15 segundos
6. Detenga la respiración (apnea) durante 20 a 30 segundos
7. Al término del periodo de apnea respire naturalmente y registre hasta que se logre la recuperación
8. Una vez lograda la recuperación, respire rápida y profundamente (hiperventile) durante 10 a 15 segundos
9. Al término del periodo de hiperventilación respire naturalmente tratando de no interferir de manera voluntaria la respiración
10. Una vez lograda la recuperación detenga el registro
11. Con la participación del grupo realice el análisis de sus registros y anote los resultados en las siguientes tablas

Tabla 2. Cambios observados en los parámetros durante las fases de la respiración

	INSPIRACIÓN	ESPIRACIÓN
Diámetro dorso-ventral del tórax		
Temperatura	Temperatura del aire inspirado en comparación con la del aire espirado	Temperatura del aire espirado en comparación con la del aire inspirado

Tabla 3. Resultados del protocolo de regulación de la respiración y posibles cambios en gases sanguíneos y pH

	REPOSO	PERIODO DE APNEA	POSTERIOR AL PERIODO DE APNEA	RECUPERACIÓN DE LA APNEA	PERIODO DE HIPERVENTILACIÓN	POSTERIOR A LA HIPERVENTILACIÓN	RECUPERACIÓN DE LA HIPERVENTILACIÓN
Profundidad relativa de la inspiración							
Frecuencia respiratoria							
Presión arterial de O ₂							
Presión arterial de CO ₂							
pH sanguíneo							

Reporte de la práctica:**VOLUMENES Y CAPACIDADES PULMONARES**

34. Presente la tabla de resultados obtenidos de la espirometría (**tabla 1**)
35. Normalmente, en reposo y en un ambiente termoneutral, con cada respiración, el animal _____ inspira ni expira la máxima cantidad de aire que sería capaz de inspirar y expirar y por consiguiente, en condiciones en las que requiere incorporar y eliminar mayor cantidad de aire de su aparato respiratorio es posible que el volumen corriente se _____ gracias a la realización de inspiraciones y expiraciones _____ “profundas”.
36. ¿Qué cambios presentaron el volumen corriente, la frecuencia respiratoria y volumen de ventilación minuto durante la realización de ejercicio? ¿Qué papel juegan estos cambios durante la realización de ejercicio?
37. Diga que es la capacidad vital y señale su importancia o implicaciones fisiológicas.

REGULACIÓN DE LA RESPIRACIÓN 1

1. Presente la tabla 2 de resultados
2. Complete los siguientes enunciados y responda las preguntas.
 - Durante la INSPIRACIÓN el diámetro dorso-ventral del tórax _____. ¿Qué consecuencias tiene este cambio? ¿Qué músculos respiratorios deben contraerse para que se presente dicho cambio? ¿Qué otros músculos se contraen durante la inspiración?
 - Durante la ESPIRACIÓN el diámetro dorso-ventral del tórax _____. ¿Qué consecuencias tiene este cambio? Cuando la expiración es activa, ¿Qué músculos respiratorios deben relajarse y cuáles deben contraerse para que se presente dicho cambio?
3. Con base en sus resultados ¿Qué cambio sufrió la temperatura del aire que ingreso al aparato respiratorio? ¿Cuál es el mecanismo por el que se presenta dicho cambio?
4. ¿Qué importancia tiene el fenómeno referido en el punto anterior para la termorregulación en ciertas especies?

REGULACIÓN DE LA RESPIRACIÓN 2**5. Presente la tabla 3 de resultados****Periodo de apnea**

6. ¿Qué posibles cambios presentaron los gases sanguíneos y el pH durante el periodo de apnea?

7. ¿De qué manera respondió el organismo a fin de corregir las alteraciones presentadas?
8. ¿Cuáles son los mecanismos por los que dichas respuestas pueden corregir las alteraciones provocadas por la apnea?

Periodo de hiperventilación

9. ¿Qué posibles cambios presentaron los gases sanguíneos y el pH durante el periodo de hiperventilación voluntaria?
10. ¿De qué manera respondió el organismo a fin de corregir las alteraciones presentadas?
11. ¿Cuáles son los mecanismos por los que dichas respuestas pueden corregir las alteraciones provocadas por la hiperventilación voluntaria?

APLICACIÓN CLÍNICA

1. Mencione una enfermedad en la que la capacidad vital del animal se reduzca de manera patológica
2. ¿Qué especies animales utilizan la vía respiratoria para aumentar la pérdida de calor como medida termorreguladora durante la exposición a altas temperaturas ambientales o cuando se incrementa su producción de calor, como durante el ejercicio?
3. ¿Qué es la hiperpnea térmica? ¿Qué alteraciones pueden presentarse en un animal que desarrolla hiperpnea térmica como medida termorreguladora? ¿A qué se deben dichas alteraciones?

Literatura recomendada:

Literatura básica:

- Cunningham J.G. y Bradley, G.K.: Fisiología Veterinaria. 4ª ed. *Elsevier*, España, 2009. **SF768 T4918 2009**
- Ruckebush Y., Phaneuf LP y Dunlop R.: Fisiología de pequeñas y grandes especies. *Manual Moderno*, México, 1994. **SF768 R8318**
- Drucker. Fisiología Médica. 119ed. *El manual moderno*. México. 2005. **QP34.5 D78**
- Barrett, K.E., Barman, S.M., Boitano, S., Brooks, H.L.: Ganong. Fisiología Médica. 23ª ed., *McGraw-Hill Interamericana*, México, 2010. **QP31 G3218 2010**
- Fox I.S. Fisiología Humana. 10ed. *MCGRAW HILL*. México. 2000. **QP34.5 F6918 2008**

Literatura complementaria:

- Guyton, A.C. y Hall J. E.: Tratado de Fisiología Médica. 11ª ed. *Elsevier*, Madrid, 2001. **QP34.5 G818 2011**
- Swenson, M.J. y Reece, W.O. compiladores.: Fisiología de los animales domésticos de Dukes. Tomo 1. 2ª ed. *Limusa*, México, 1999. **SF768 D872**
- Marieb, E. Hoehn, K. Human anatomy and physiology. 8ª Ed. Pearson, Benjamin Cummings, 2010 **QP31.2 M36 2010**

Anexo 1. Glosario: Volúmenes y capacidades pulmonares (valores en humanos)

Volumen corriente (VC): Volumen de aire inspirado o espirado en cada respiración normal, tranquila y relajada. Supone un promedio de 500 ml.

Volumen inspiratorio de reserva (VIR): Volumen de aire adicional que puede inspirarse por encima del volumen corriente. Es el volumen que puede inhalarse posterior a una inspiración normal.

Volumen espiratorio de reserva (VER): Volumen de aire adicional que puede espirarse “por encima” del volumen corriente. Es el volumen que puede exhalarse posterior a una exhalación normal.

Volumen residual (VR): Volumen de aire que permanece en los pulmones después de una espiración forzada, este volumen no se puede medir por los métodos espirométricos habituales. Mantiene los alveolos inflados

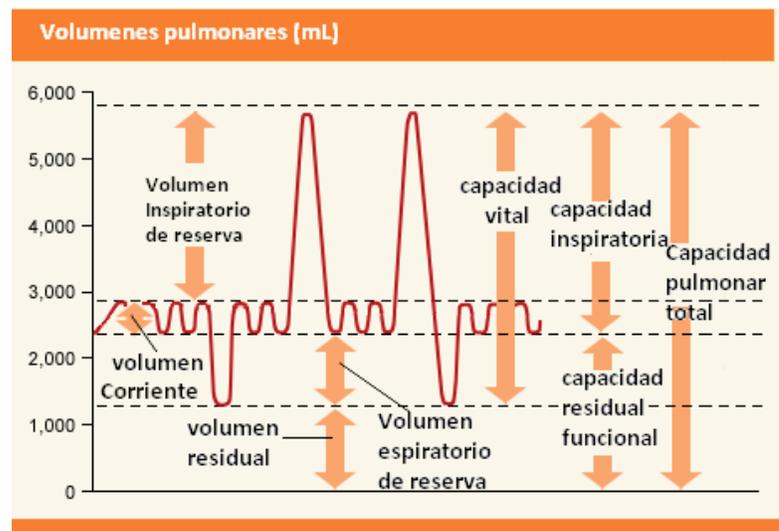
entre respiraciones y se mezcla con el aire fresco de la siguiente inspiración. Aproximadamente equivale a 1200ml en un adulto joven.

Capacidad residual funcional (CRF): Cantidad de aire que permanece en los pulmones tras una espiración corriente normal.

Volumen de ventilación minuto (VVM): Cantidad total de aire nuevo que se ingresa a las vías respiratorias en cada minuto. Se obtiene multiplicando el volumen corriente por la frecuencia respiratoria.

Capacidad vital (CV): Cantidad de aire que puede espirarse con un esfuerzo espiratorio máximo después de una inspiración máxima

Capacidad pulmonar total (CPT): Cantidad máxima de aire que pueden contener los pulmones. Es igual al volumen residual más la capacidad vital ($CPT=VR+CV$)



Anexo 2. Glosario: Terminología Respiratoria

Eupnea	Tipo de respiración relajada y tranquila característica del estado de reposo, también conocida como frecuencia respiratoria normal en un individuo sin alguna alteración fisiológica
Apnea	Ausencia o cese de flujo de aire respiratorio nasobucal, por 10 segundos de duración o más
Bradipnea	Disminución del número de respiraciones por minuto, manteniendo el ritmo
Taquipnea	Consiste en un aumento de la frecuencia respiratoria por encima de los valores normales
Polipnea	Aumento de la frecuencia respiratoria con disminución de la profundidad de las respiraciones
Hipopnea	Disminución en la ventilación pulmonar, mantenida por más de 10 segundos
Hiperpnea	Aumento de la frecuencia respiratoria con o sin aumento de la amplitud de los movimientos respiratorios
Hiperventilación	Aumento de la frecuencia e intensidad de la respiración, con aumento del volumen de ventilación minuto
Disnea	Alteración de la respiración voluntaria provocando dificultad respiratoria o falta de aire
Hipoxia	Disminución de la presión parcial de oxígeno, sin especificación del compartimiento
Hipoxemia	Descenso del O_2 disuelto en la sangre por debajo de los 80 mmHg
Hipocapnia	Disminución del CO_2 disuelto en el plasma sanguíneo o disminución de la presión sanguínea de CO_2
Hipercapnia	Aumento de la presión parcial de CO_2 en sangre arterial, lo que produce una disminución del pH sanguíneo
Acidosis respiratoria	Trastorno del equilibrio ácido-base, causado por aumento de la presión parcial de CO_2 , que conduce a un incremento en la concentración de hidrogeniones
Alcalosis respiratoria	Trastorno del equilibrio ácido-base, causado por disminución de la presión sanguínea de CO_2 , que conduce a una disminución de la concentración de hidrogeniones

Práctica 8. Valoración de la temperatura corporal, frecuencia cardiaca, del pulso y respiratoria y su modificación homeostática durante el ejercicio

Objetivos:

- Identificar las modificaciones de algunos parámetros fisiológicos durante la realización de ejercicio
- Discutir cómo los cambios sufridos en esos parámetros fisiológicos, durante el ejercicio, contribuyen a la homeostasis.

Temas de estudio:

- Temperatura corporal y su origen
- Frecuencia cardiaca y pulso arterial
- Frecuencia respiratoria y tipos de respiración
- Fisiología del ejercicio

Cuestionario:

1. Señale tres elementos del concepto de homeostasis
2. Elabore una definición de la homeostasis.
3. Explique qué es un parámetro fisiológico
4. Indique qué es la temperatura corporal y cuál es su origen
5. Señale el método de medición de la temperatura corporal más utilizado en los animales
6. Señale las principales acciones termorreguladoras que se desarrollan durante la realización de ejercicio
7. Defina frecuencia cardiaca y frecuencia del pulso.
8. Identifique los focos de auscultación cardiaca en perro y gato
9. ¿Cómo se determina el pulso arterial en pequeñas especies?
10. Defina frecuencia respiratoria
11. Mencione los valores normales de los parámetros fisiológicos en el perro que serán abordados durante la práctica.

INTRODUCCIÓN

Homeostasis

Para que un organismo viva y este sano es necesario que diversos **factores de su medio interno** (líquido extracelular) **se mantengan relativamente constantes, dentro de rangos adecuados para el óptimo funcionamiento** celular y por consiguiente, **del organismo**. Esta condición es denominada **homeostasis**. Diversos factores del líquido extracelular (plasma y líquido intersticial) deben mantenerse dentro de rangos fisiológicos (adecuados o “normales”): Temperatura, osmolaridad y volumen, pH, presión, concentraciones de O₂, CO₂, sodio, potasio, cloro, calcio, magnesio, glucosa, urea, creatinina, etc. El rango en que estos factores deben mantenerse para posibilitar el adecuado funcionamiento de células, tejidos y del organismo animal ha sido denominado **parámetro fisiológico** y se cuenta con valores “normales” de referencia para cada uno de ellos. Resulta importante tener presente que en ciertas condiciones ambientales o estados fisiológicos, algunos de estos parámetros pueden presentar valores que difieren del rango “normal” y sin embargo seguir siendo adecuados para el funcionamiento del organismo. Sin embargo la alteración importante de múltiples factores del medio interno puede afectar severamente la salud del animal pudiendo llegar, incluso, a ocasionar la muerte.

La homeostasis se logra y conserva gracias a la concurrencia de múltiples **procesos fisiológicos** que comprenden diversas acciones finamente reguladas tales como la frecuencia y fuerza de contracción cardíacas, constricción y dilatación de los vasos sanguíneos, sudoración, piloerección, frecuencia y profundidad de la respiración, secreción de diversas hormonas, filtración glomerular renal, reabsorción y secreción tubulares renales, secreción de enzimas y motilidad del tracto gastro-intestinal, etc. Estas acciones contribuyen de diversas maneras a que las condiciones internas del organismo se mantengan lo más cercano a lo óptimo y **pueden sufrir cambios controlados en su magnitud y/o presencia** cuando las condiciones ambientales o el estado fisiológico del animal (alimentación, ejercicio, sueño, etc.) se modifica, de manera que la homeostasis se mantiene. Los mecanismos homeostáticos son complejos e involucran diversos elementos, entre los más comunes se encuentran:

- **Sensores o receptores:** Reconocen el valor que presentan en todo momento los diferentes factores del medio interno
- **Vías aferentes:** Envían la información reconocida por los sensores a centros de integración y control
- **Comparadores:** Grupos de neuronas de los centros integradores que comparan el valor que presenta el factor del medio interno con su “valor de referencia”
- **Controladores:** Grupos de neuronas de los centros integradores que determinan las acciones a realizar para seguir manteniendo el valor adecuado, o para corregir una eventual alteración
- **Vías eferentes:** Transmiten la información de los controladores a las estructuras que llevarán a cabo las acciones o cambios procedentes.
- **Efectores:** Estructuras que efectúan las acciones correspondientes (músculos esqueléticos, músculo cardíaco, músculos liso, células secretoras endocrinas o exocrinas, etc.)

Además de los **mecanismos de retroalimentación** se reconocen en el organismo otras formas de operar como la **anteroalimentación** o **protoalimentación**, en la cual se llevan a cabo acciones anticipadas que evitan alteraciones del medio interno; un ejemplo es el aumento de la frecuencia cardíaca y otros parámetros cardiovasculares ante un ejercicio físico inminente.

Interpretación de los parámetros fisiológicos

La adecuada valoración de los parámetros fisiológicos es fundamental en la medicina y la zootecnia, toda vez que son indicadores del estado de salud y bienestar del animal. Debe tenerse en cuenta que los parámetros fisiológicos se obtienen de grupos de animales sanos con características predeterminadas como son: edad, sexo, raza, función zootécnica; por lo que es factible que algún animal presente valores ubicados fuera de los rangos considerados normales, que sean completamente normales para ese animal.

Dentro de los parámetros fisiológicos que se consideran de relevante importancia están la temperatura corporal (T), la frecuencia del pulso (P), la frecuencia respiratoria (R) y la frecuencia cardíaca; por sus siglas, los tres primeros son referidos en conjunto como “TPR”. Sus valores pueden ser altamente indicativos del estado de salud del animal y están presentes de manera obligada en el animal vivo, por lo que también se denominan “signos o constantes, vitales”.

En esta práctica analizaremos los cambios sufridos por los parámetros fisiológicos “TPR” y la frecuencia cardíaca durante la realización de ejercicio. El incremento de la frecuencia cardíaca, junto con los cambios sufridos por la resistencia vascular, contribuye a mantener un valor de presión arterial que garantice un flujo sanguíneo tisular adecuado. Por su parte, las modificaciones sufridas por la frecuencia y profundidad de la respiración, contribuyen al mantenimiento de la presión arterial de O₂ y CO₂ y el pH sanguíneo, ya que en condiciones de ejercicio se incrementan el consumo de oxígeno y la formación de dióxido de carbono. Asimismo las acciones termorreguladoras, como la sudoración y el jadeo (que aumentan la pérdida evaporativa de calor), contribuyen a mantener la temperatura corporal lo más cercano a la óptima a pesar del incremento

en la producción muscular de calor, que de otra manera podría generar una hipertermia incompatible con la vida.

A continuación se describen algunos aspectos relacionados con los parámetros fisiológicos que se abordarán en esta práctica y que deberán ser considerados para la adecuada realización de la misma.

Temperatura corporal

La temperatura corporal se obtiene en los animales, generalmente, por vía rectal. Debe evitarse tomar la temperatura inmediatamente después de la defecación e introducir el termómetro en la heces, ya que estas prácticas pueden dar lecturas incorrectas de este parámetro.

Para indicar que el valor de la temperatura corporal se ubica fuera del rango considerado “normal” se utilizan los siguientes términos:

- **Hipertermia**, cuando la temperatura presenta un valor superior al valor máximo del rango normal. Esta condición puede deberse a factores de origen no patológico como son: la realización de actividad física, excitación y temperatura ambiental elevada.
- **Hipotermia**, cuando la temperatura presenta un valor inferior al valor mínimo del rango normal y es característica de varios procesos fisiológicos como los estados de aletargamiento (sueño, torpor e hibernación).

Frecuencia cardiaca

La auscultación cardiaca consiste en escuchar los sonidos generados por la actividad del corazón; con el uso del estetoscopio. Además de obtener la frecuencia cardiaca, la auscultación permite identificar la ritmicidad de los ciclos cardiacos, así como la presencia de sonidos anormales. Los sonidos cardiacos se producen en el corazón y las arterias aorta y pulmonar durante el ciclo cardiaco y se transmiten través de la pared torácica.

Generalmente, **durante cada ciclo cardiaco, se generan dos sonidos cardiacos audibles**, aunque pueden llegar a escucharse el tercero y cuarto sonido.

- Primer sonido (S1): Producido por las vibraciones de la sangre y las paredes del corazón, causadas por el cierre de las válvulas atrioventriculares (mitral y tricúspide). Es un sonido fuerte, largo y profundo (LUBB o TUM)).
- Segundo sonido (S2): Producido por las vibraciones de la sangre y las paredes de las grandes arterias, causadas por el cierre de las válvulas aórtica y pulmonar. Es un sonido más agudo y corto que el primero (DUPP o TA).

Se le denomina frecuencia cardiaca al número de sístoles ventriculares o ciclos cardiacos desarrollados por el corazón en un minuto; si ésta tiene un valor por arriba del límite superior normal, se considera que el animal presenta **taquicardia** y si se ubica por debajo del límite inferior normal se le refiere como **bradicardia**.

Pulso Arterial

El pulso arterial consiste en una onda de distensión de la pared vascular, generada por el aumento de la presión arterial que se presenta tras la incorporación de sangre a la aorta, durante cada sístole ventricular. Dicha onda de distensión se propaga a lo largo de las arterias a gran velocidad, por ejemplo de 3 a 5 m/seg en la aorta, lo que permite que el pulso se palpe en una arteria periférica una fracción de segundo después de iniciada la sístole ventricular que lo generó. **Debido a su origen fisiológico, de manera normal, la frecuencia del pulso es la misma que la frecuencia cardiaca** (se dice que es **correspondiente** con la frecuencia cardiaca).

Los parámetros del pulso arterial son: frecuencia, ritmo y amplitud o intensidad.

- Frecuencia: se expresa en pulsaciones por minuto (ppm)
- Ritmo: Puede ser regular (si el intervalo de tiempo entre las pulsaciones es constante) o irregular, si dicho intervalo no es uniforme a lo largo del tiempo.
- Amplitud o intensidad: Puede ser débil o fuerte. La intensidad del pulso está dada por la presión del pulso, que es la diferencia entre la presión sistólica y la diastólica, por lo que puede considerarse como un reflejo del gasto cardiaco.

Frecuencia respiratoria

El ciclo respiratorio consta de dos fases: inspiración y espiración y al número de ciclos respiratorios por minuto se le conoce como: frecuencia respiratoria. Además de ésta es muy importante considerar la profundidad de la respiración, porque puede aportar información sobre el trabajo respiratorio. La respiración normal es de tipo tóraco-abdominal, es decir produce movimientos de las paredes torácica y abdominal. Normalmente, ambos lados del tórax se mueven de manera uniforme. Esos movimientos se valoran mirando al animal desde arriba.

RANGOS NORMALES DE ALGUNOS PARAMETROS FISIOLÓGICOS EN PEQUEÑAS ESPECIES

PERRO	GATO
FRECUENCIA RESPIRATORIA: 20-40 respiraciones por minuto	FRECUENCIA RESPIRATORIA: 20-40 respiraciones por minuto
TEMPERATURA: 38.5-39.5 °C	TEMPERATURA: 38.5-39.5 °C
FECUENCIA CARDIACA Y DEL PULSO: Razas pequeñas: 100-180 por minuto Razas grandes: 70-120 por minuto Cachorros: 100-120 por minuto	FRECUENCIA CARDIACA Y DEL PULSO: 120-240 por minuto

NOTA: en esta práctica en particular, es necesario revisar detalladamente la sección de “procedimiento” como parte de las actividades previas a la realización de la práctica.

Material y equipo requerido:

Por alumno:

Bata blanca
Manual de prácticas
Estetoscopio

Por equipo:

Un perro o un gato
Un bozal o en sustitución, una venda
Termómetro digital flexible (de preferencia)
Reloj o cronómetro

Procedimiento:

NOTA: Deberán obtenerse los valores de los parámetros fisiológicos en el animal **en reposo, después de la realización de ejercicio y una vez obtenida la recuperación**. Realice la obtención de los parámetros siguiendo puntualmente las indicaciones para evitar lecturas erróneas. Anote los valores obtenidos, en su manual y en el pizarrón, separándolos por especie y edad (jóvenes y adultos).

Determinación de la temperatura corporal

1. Lubrique el termómetro con vaselina o glicerina
2. Sujete correcta y firmemente al animal e introduzca el termómetro suavemente en el recto
3. Mantenga el termómetro en contacto con la **mucosa rectal** alrededor de dos minutos
4. Retire el termómetro y tome nota de la temperatura registrada

Determinación de las características del pulso en la arteria femoral

1. Ubique al animal de pie y colóquese detrás de él o a su lado
2. Apoye cuatro dedos de cada mano en la superficie medial de la región superior del muslo ejerciendo una ligera presión sobre ambas arterias femorales
3. Cuente la cantidad de pulsaciones durante un minuto; de no ser posible palpar durante el minuto completo, palpe al menos durante 15 segundos y haga el cálculo correspondiente para obtener la frecuencia por minuto.

NOTA: Al tiempo que obtiene la frecuencia del pulso valore su ritmo e intensidad.

Obtención de la frecuencia cardíaca

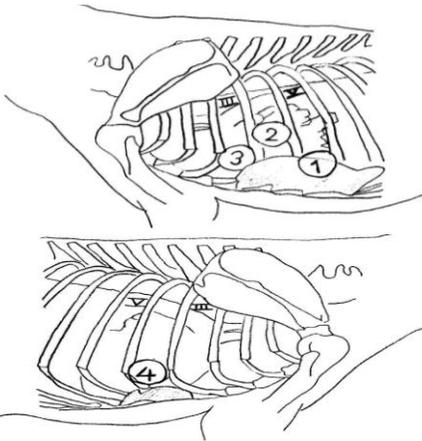
La frecuencia cardíaca se obtiene mediante auscultación del corazón (*Figura 1*), es importante que durante su realización el animal se encuentre tranquilo y no haya ruido en el ambiente. Mediante este procedimiento pueden valorarse también el ritmo de la actividad cardíaca, los sonidos normales y la presencia de sonidos anormales en los focos de auscultación de las cuatro válvulas cardíacas.

Obtención de la frecuencia cardíaca, *considerando un animal que presenta sólo el primero y segundo sonidos cardíacos en cada ciclo:*

1. Con el animal en posición de pie y correctamente sujetado, coloque el estetoscopio en el foco de auscultación de la válvula mitral
2. Cuente solamente uno de cada dos sonidos (generalmente el más intenso) durante un minuto

NOTA: de no ser posible auscultar el minuto completo, hágalo por lo menos durante 15 segundos, y haga el cálculo correspondiente para obtener la frecuencia por minuto.

Figura 1. Áreas de auscultación cardíaca en perros y gatos

Focos de auscultación en perros	PERRO:	GATO:
	<p>Foco pulmonar (3): Borde esternal del tercer espacio intercostal izquierdo</p> <p>Foco aórtico (2): Unión costal en el cuarto espacio intercostal izquierdo</p> <p>Foco mitral (1): Quinto espacio intercostal izquierdo, hacia el esternón</p> <p>Foco tricuspídeo (4): Cuarto espacio intercostal derecho, hacia el esternón</p>	<p>Foco pulmonar: Segundo y tercer espacios intercostales izquierdos</p> <p>Foco aórtico: Segundo y tercer espacios intercostales izquierdos</p> <p>Foco mitral: Quinto y sexto espacios intercostales izquierdos</p> <p>Foco tricuspídeo: Cuarto y quinto espacios intercostales derechos, arriba de la unión costal</p>

Obtención de la frecuencia respiratoria

1. Con el animal de pie, observe y cuente los desplazamientos de la pared torácica y/o del abdomen durante un minuto, de ser necesario coloque sus manos sobre el tórax para sentir el desplazamiento del mismo, o
2. Con el animal correctamente sujetado, coloque el estetoscopio en el foco de auscultación de la tráquea (posición 1 de la figura 2) o en el campo de auscultación pulmonar (posiciones 2, 3 o 4 de la figura 2) y cuente los sonidos generados por el desplazamiento del aire con cada respiración, durante un minuto.

Para valorar la respiración o los movimientos respiratorios es preferible que el animal esté parado, ya que el decúbito puede modificarlos de manera considerable. Los parámetros respiratorios que se valoran son la frecuencia, ritmo, profundidad, tipo, simetría de los movimientos de la pared torácica y la presencia de cualquier ruido respiratorio. Se debe considerar, de manera especial, la realización de ejercicio, la temperatura elevada y la obesidad del sujeto.



Fig 2. Focos de auscultación pulmonar

Obtención de los parámetros fisiológicos después de la realización de ejercicio y de su recuperación

1. Haga que el animal realice ejercicio durante unos minutos e inmediatamente, al término del mismo, vuelva a obtener los parámetros fisiológicos.
2. Observe y anote las respuestas termorreguladoras que se desencadenaron en el animal, (por ejemplo: si hay o no sudoración, modificación de las características de la respiración, como frecuencia y profundidad, humedad de la boca, producción de saliva, etc.).
3. Después de un tiempo de recuperación (aproximadamente 10-15 minutos) vuelva a obtener los valores de los parámetros.

Discusión de resultados

1. Una vez anotados los valores de todos los animales del grupo, de ser procedente, calcule el promedio de los parámetros obtenidos en reposo por especie y edad
2. Compare los valores obtenidos en reposo con los valores normales reportados por la literatura, anote su interpretación en la tabla de resultados y realice la discusión que juzgue pertinente
3. Explique a que se llama “valores normales” de los parámetros fisiológicos en una población
4. Compare los valores que presentó el animal en condición de reposo con los obtenidos tras la realización de ejercicio y explique su relación con la homeostasis (incluya en la discusión la contribución a la homeostasis de las respuestas termorreguladoras y de los cambios cardiovasculares y respiratorios)
5. Analice y explique los valores observados al alcanzarse la recuperación del animal

Reporte de la práctica:

6. Incluya la tabla de resultados
7. ¿Qué cambios observaste en los parámetros estudiados en la práctica tras la realización de ejercicio?
8. ¿A qué atribuyes el cambio en la temperatura corporal del animal, posterior a la realización de ejercicio?
9. ¿A qué atribuyes el cambio en la frecuencia respiratoria del animal posterior a la realización de ejercicio?
10. ¿A qué atribuyes el cambio en la frecuencia cardíaca del animal posterior a la realización de ejercicio?
11. ¿A qué atribuyes el cambio en el pulso del animal posterior a la realización de ejercicio?
12. ¿Cuál es la contribución a la homeostasis de las respuestas termorreguladoras, observadas durante la práctica?

13. ¿Cuál es la contribución a la homeostasis de las respuestas cardiovasculares, observadas durante la práctica?
14. ¿Cuál es la contribución a la homeostasis de las respuestas respiratorias, observadas durante la práctica?
15. Realiza una breve discusión acerca la importancia para el mantenimiento de la homeostasis de las respuestas reguladoras observadas en la práctica.

Tabla de resultados de algunos parámetros fisiológicos en diversas condiciones

Animal (especie y edad)	Temperatura corporal				Frecuencia cardiaca				Frecuencia del pulso				Frecuencia respiratoria			
	R	I	E	RE	R	I	E	RE	R	I	E	RE	R	I	E	RE

R: reposo, **I:** interpretación de los valores de reposo, **E:** inmediatamente después de realizar ejercicio y **RE:** recuperación del ejercicio

Literatura recomendada:

Literatura básica:

- Eckert R., Randall D. y Augustine G.: Fisiología Animal: mecanismos y adaptaciones. McGraw-Hill Interamericana, México, 2002. *QP31.2E35181998*
- García P.P. y col.: Exploración Clínica Veterinaria. Ediciones Universidad de León España, España, 1999. *SF772.5E96*
- Radostis O.M. y col.: Examen y diagnóstico clínico en veterinaria. Harcourt, Madrid, 2002. *SF772.5V4718*
- Tresguerres, J.A.F. y col.: Fisiología Humana. 3ªed. McGraw-Hill Interamericana, México, 2005. *QP334.5H851999*

Literatura complementaria:

- Aguilar Joaquín, Arias Lourdes, Méndez Rosa, Nuñez Luis, Padilla Jorge, Tachika Yukie. Métodos de diagnóstico, Modulo 1. Segunda edición, SUA, UNAM 2005. *SF991D5592003*
- Birchad Stephen, Sherdar Robert. Manual Clínico de pequeñas especies. Primera edición; Mc Graw Hill, México 1996. *SF981B5718*

Práctica 9. Hormonas gonadotrópicas y determinación de la etapa del ciclo estral en la rata mediante citología vaginal exfoliativa.

Objetivos:

- Identificar los efectos de las hormonas gonadotrópicas sobre sus órganos blanco.
- Identificar los tipos celulares presentes en la citología vaginal exfoliativa y relacionarlos con las etapas del ciclo estral.

Temas de estudio:

- Aspectos generales de la histología del ovario y del testículo
- Eje hipotálamo-hipófisis-gónadas
- Hormonas gonadotrópicas de origen hipofisiario
- Principales hormonas gonadotrópicas de origen no hipofisiario
- Efectos de las gonadotropinas sobre las gónadas en hembras y machos
- Ciclo estral y sus etapas
- Efectos de las hormonas sexuales sobre los órganos reproductivos de hembra y macho
- Efectos de las hormonas sexuales sobre la conducta

Cuestionario:

1. Realice un cuadro donde incluya las hormonas gonadotrópicas (gonadotropinas) hipofisiarias y sus efectos biológicos en hembras y machos.
2. Señale el nombre de dos gonadotropinas no hipofisiarias, mencionando la especie que las produce y su efecto biológico.
3. Mencione que son los estrógenos y la progesterona, señale su sitio de producción y sus efectos
4. Mencione que es la testosterona, señale su sitio de producción y sus efectos
5. ¿Qué es el ciclo estral?
6. ¿En qué etapas se divide el ciclo estral?
7. Mencione los principales cambios hormonales, anatómicos, fisiológicos y conductuales ocurridos en la hembra en las distintas etapas del ciclo estral.

INTRODUCCIÓN

La capacidad reproductiva de los animales da inicio en la pubertad y está regulada por hormonas del hipotálamo y la hipófisis anterior. El hipotálamo secreta la hormona liberadora de las gonadotropinas (**GnRH**), la cual, actuando sobre las células gonadotropas de la hipófisis anterior, estimula la secreción de dos hormonas gonadotrópicas que ejercen efectos tanto sobre ovario como testículo.

Se reconocen básicamente dos gonadotropinas hipofisiarias, la hormona folículo estimulante (**FSH**) y la hormona luteinizante (**LH**). Actuando conjuntamente, estas dos gonadotropinas estimulan la formación de gametos y la producción de las hormonas gonadales involucradas en la reproducción de los animales.

Gonadotropinas y hormonas gonadales en la hembra

En las hembras de mamíferos la actividad reproductiva suele tener una presentación cíclica, relacionada evolutivamente con las condiciones periódicas del ambiente, tales como la temperatura, la humedad y la disponibilidad de alimento. Durante estos ciclos de actividad reproductiva, las hembras presentan una etapa específica de receptividad hacia el macho que es conocida como “calor” o “estro” y por ello, la actividad reproductiva cíclica en su conjunto es denominada “Ciclo estral”. La presencia de los ciclos estrales se inicia en la pubertad y sus características dependen de la especie de que se trate: algunas presentan ciclos de manera

continúa durante todo el año (vaca, cerda, rata), otras solamente durante algunas épocas del año (yegua, oveja, cabra, perra, gata).

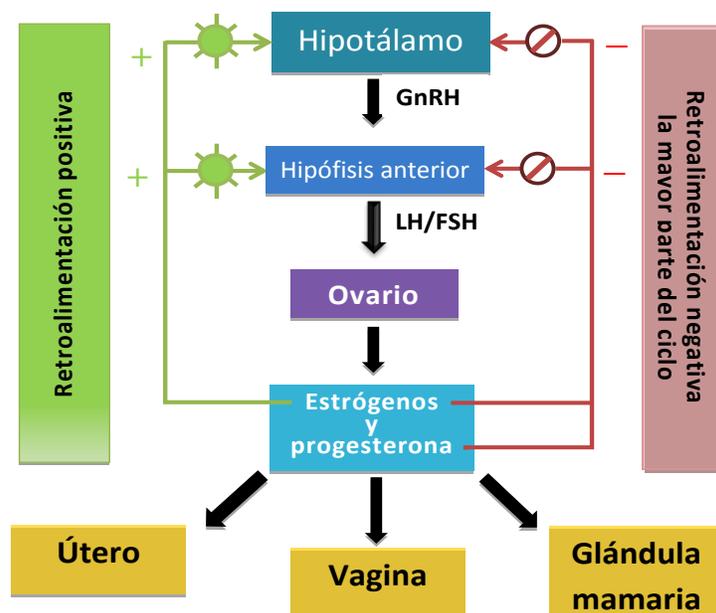
En la hembra la FSH estimula el crecimiento de los folículos ováricos y la producción de estrógenos por las células foliculares. Por su parte, la LH estimula la maduración final de los folículos ováricos, la producción de estrógenos, desencadena la ovulación y favorece la formación del cuerpo lúteo y la secreción de progesterona por esta estructura.

Las hormonas secretadas por el ovario tienen múltiples efectos, tanto en estructuras del aparato reproductor como en otras partes del cuerpo.

Los **estrógenos** estimulan la síntesis de proteínas y la mitosis en diversos órganos, favoreciendo así el desarrollo y crecimiento del cuerpo, pelo, plumaje y glándulas mamarias. También provocan una mayor vascularización y flujo sanguíneo en el útero, la vagina y la vulva. En el útero el desarrollo del epitelio y de las glándulas endometriales, incrementan el tono del músculo uterino y lo sensibilizan para responder a la oxitocina y a las prostaglandinas; también aumentan los niveles de anticuerpos y la protección local contra la infección. En la vagina los estrógenos son responsables de la marcada cornificación del epitelio observada en algunas especies como la perra y la rata. En la glándula mamaria de los animales domésticos, estas hormonas inducen el desarrollo de los conductos y en las vaquillas también el de los alveolos mamarios. Actuando sobre el sistema nervioso, los estrógenos, conjuntamente con la progesterona, inducen el comportamiento del estro característico de la especie.

La **progesterona** también tiene como órgano blanco al útero, en el cual favorece el desarrollo adicional del epitelio y de las glándulas endometriales y estimula su secreción; también disminuye la frecuencia e intensidad de las contracciones uterinas, lo que favorece la implantación de los embriones en caso de fecundación. Sobre la glándula mamaria ejerce efectos que promueven el desarrollo de conductos y de alvéolos, y su actividad secretora.

Es importante mencionar que además del control ejercido por la GnRH hipotalámica sobre la secreción de las gonadotropinas hipofisarias, las hormonas gonadales (estrógenos, progesterona e inhibina) ejercen retroalimentación negativa (FSH y LH) y positiva (LH) sobre la secreción de las gonadotropinas, como se observa en la siguiente imagen.



Gonadotropinas no hipofisarias

En la yegua y en la mujer gestantes, se producen gonadotropinas no hipofisarias, que actúan sobre los ovarios ejerciendo efectos similares a los producidos por las gonadotropinas hipofisarias (FSH y LH). En la yegua se produce la gonadotropina coriónica equina (**eCG**), anteriormente denominada, gonadotropina del suero de yegua gestante (**PMSG**). Esta hormona, producida en los cálices endometriales por células de origen fetal, ejerce efectos predominantemente de tipo FSH, por lo que estimula el desarrollo folicular pudiendo incluso presentarse ovulación y estro en la yegua gestante. En la mujer embarazada, las células del sincitiotrofoblasto de la placenta producen la gonadotropina coriónica humana (**HCG**), hormona que ejerce efectos esencialmente de tipo LH.

Gonadotropinas y hormonas gonadales en el macho

En los machos la **FSH** ayuda al mantenimiento del epitelio espermatogénico mediante la estimulación de las células de Sertoli de los testículos. La FSH, junto con la testosterona, mantiene la función gametogénica, facilita las últimas etapas de la maduración de las espermátides y promueve la producción de la proteína fijadora de andrógenos (ABP) y de inhibina, por las células de Sertoli. Por su parte la **LH** estimula las células intersticiales (de Leydig) del testículo para la producción de testosterona, razón por la cual, en machos, esta hormona también recibe el nombre de: Hormona estimulante de las células intersticiales (**ICSH**).

La **testosterona** es la principal hormona producida por los testículos, ejerce múltiples efectos sobre el organismo, entre los cuales se pueden señalar: promueve el desarrollo y crecimiento de los órganos sexuales masculinos incluyendo las glándulas sexuales accesorias (vesículas seminales, próstata, glándulas bulbouretrales); junto con la FSH promueve la formación de gametos, aumenta la síntesis y reduce la degradación, de las proteínas (importante efecto anabólico promotor del crecimiento) y causa la fusión de las epífisis y diáfisis de los huesos largos, con lo cual se interrumpe el crecimiento lineal del animal.

En el macho, la secreción de las gonadotropinas también es estimulada por la **GnRH**, pero a diferencia de las hembras, existe una secreción más o menos continua, no sujeta a variaciones cíclicas. Asimismo, la secreción de FSH y LH es regulada por las hormonas gonadales, inhibina y testosterona, respectivamente por un mecanismo de retroalimentación negativa.

Ciclo estral

La determinación del ciclo estral es de utilidad en la clínica, la zootecnia y la investigación. En las grandes especies, como la vaca y la yegua, se utiliza el método de palpación rectal, mediante el cual se determina la presencia de las estructuras ováricas y el estado de los cuernos uterinos, para identificar la etapa del ciclo estral en que se encuentra el animal. En especies en las que la palpación no es posible (perra, gata, cerda, oveja, cabra, animales de laboratorio) puede llevarse a cabo la determinación de la fase del ciclo estral mediante la prueba de frotis vaginal o citología vaginal exfoliativa. Esta prueba detecta los cambios que sufre el epitelio vaginal en respuesta a las hormonas sexuales.

En general el ciclo estral se divide en cuatro etapas, si bien en algunas especies se reconoce una quinta etapa (anestro) como parte del ciclo:

Proestro: La hipófisis secreta grandes cantidades de FSH que estimulan en el ovario la producción de estrógenos como el 17 beta-estradiol induciendo crecimiento folicular. En esta etapa la hembra no acepta la cópula (monta, apareamiento) y en la perra puede haber un sangrado. El útero se encuentra vascularizado y turgente. En el epitelio vaginal empieza un proceso de división, encontrándose gran abundancia células parabasales con núcleo bien definido (nucleadas).

Estro (celo, calor): Los folículos ováricos crecen por acción de la FSH y se secretan gran cantidad de estrógenos. La hembra experimenta nerviosismo y es receptiva a la cópula (monta). El útero se encuentra muy vascularizado, crece la mucosa y aumenta la cantidad de moco vaginal. En la mayoría de las especies durante el

estro hay un aumento súbito de LH que desencadena la ovulación hacia el final de esta etapa. El epitelio vaginal presenta abundantes células de descamación (cornificadas o escamosas).

Metaestro: La hipófisis secreta abundante LH que estimula la formación del cuerpo lúteo y éste produce progesterona. La hembra se tranquiliza y su actividad disminuye. La progesterona inhibe la secreción de gonadotropinas hipofisarias. El nivel plasmático de estrógenos se reduce, disminuye la vascularidad uterina y hay edema en el tracto genital. El útero se torna flácido y sin tono, proceso que facilitará la implantación. En caso de no haber fecundación se presenta una invasión por neutrófilos de tipo polimorfonuclear que fagocitan las células de descamación y los microorganismos que pudieran haber entrado al tracto vaginal durante el estro.

Diestro: Disminuye aún más la secreción de gonadotropinas hipofisarias por la retroalimentación negativa que ejerce la abundante progesterona secretada por los ovarios en esta etapa, la cual también inhibe la actividad contráctil uterina que favorece la implantación y el desarrollo del óvulo fertilizado. En caso de no haber fecundación, al final de esta etapa el útero secreta prostaglandina F2 alfa y se provoca la regresión del cuerpo lúteo (excepto en la perra). Las concentraciones sanguíneas de progesterona disminuyen permitiendo nuevamente la activación del eje hipotálamo-hipófisis-gonadal, con lo que aumenta la secreción de FSH e inicia un nuevo ciclo estral. El frotis vaginal revela leucocitos y pocas células epiteliales.

Una quinta etapa, el **Anestro** se presenta en especies como la yegua, la borrega y la cabra, las cuales permanecen en esta etapa de inactividad cíclica durante una parte del año, bajo la influencia de la duración de la fase luminosa del día.

Asimismo, un periodo de anestro “fisiológico o gestacional” se presenta cuando las hembras quedan gestantes y se interrumpe la actividad cíclica, para reiniciarse hasta después del parto o al final de la lactancia.

Las hembras de rata y ratón tienen ciclos estrales de manera ininterrumpida durante todo el año (poliéstricas continuas), el primero de ellos se presenta entre los 40 y 75 días de edad. Cada ciclo dura entre 4 y 5 días. La duración aproximada de cada etapa del ciclo es: 12 horas el proestro, de 9 -15 horas el estro, 21 horas el metaestro y 56 horas el diestro. La ovulación se presenta durante el periodo de estro.

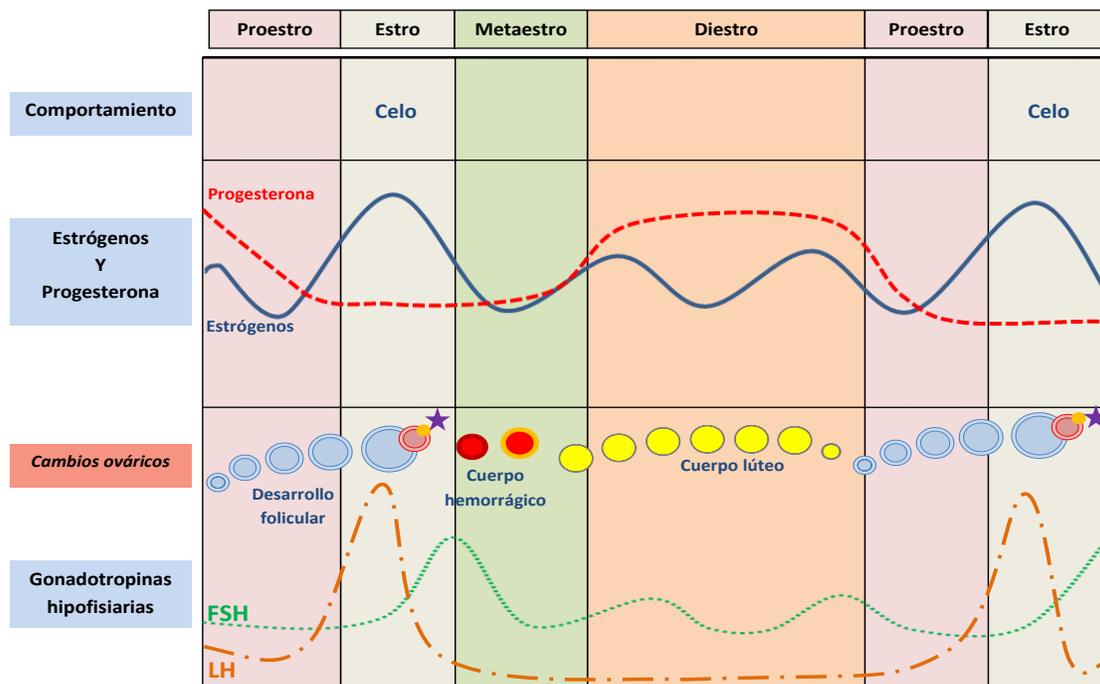


Figura 1. Etapas del ciclo estral en la rata. Se esquematizan las variaciones en la concentración de Estradiol y Progesterona y cómo se relacionan con los niveles de las Hormonas Foliculoestimulante (FSH) y Luteinizante (LH). Se muestran además las estructuras desarrolladas en el ovario a partir de los folículos y después de la ovulación. ★

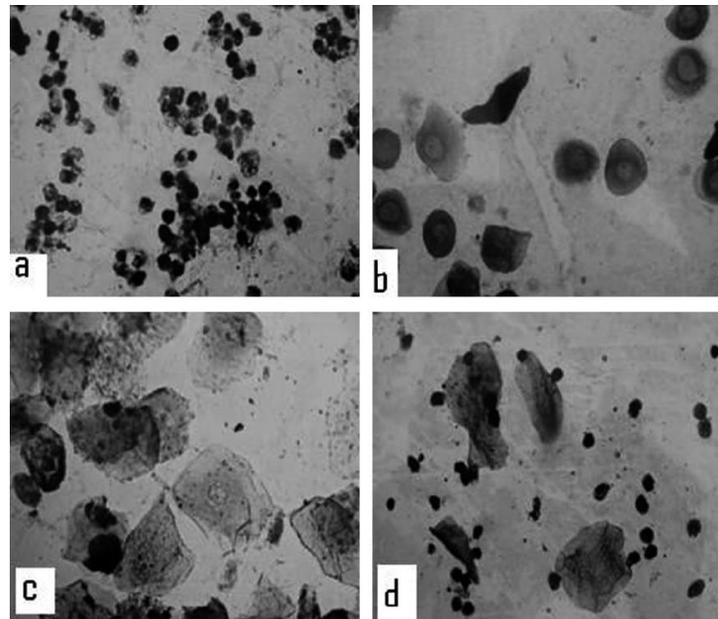


Figura 2. Morfología de células observadas en frotis vaginales de rata.

Etapa	Leucocitos	Células cornificadas	Células nucleadas
Proestro	19	43	208
Estro	6	59	57
Metaestro	949	7	93
Diestro	235	14	79
Ratas Ovariectomizadas	286	7	69

Figura 3. Número de células promedio de cada tipo observadas en un estudio sobre el ciclo estral en la rata. Hubscher y col. (2005)

Figura 4. En el ciclo estral de la rata, el Diestro (a) se caracteriza porque la mayoría de las células son leucocitos (aún cuando el número total de células pueda ser menor que en el metaestro). La presencia de un gran número de células nucleadas indica la fase de Proestro (b). Durante el Estro (c) más del 50% de las células observadas son epiteliales cornificadas. El Metaestro (d) es identificado por la presencia de una gran cantidad de leucocitos (especialmente neutrófilos) y escasas células cornificadas o escamosas. Shrestha y col. (2010)



Material y equipo requerido:**Por alumno:**

Manual de prácticas
Bata
Guantes de látex

Por equipo:

Franela

Material proporcionado por el laboratorio:**Equipo y animales:**

1 Microscopio óptico
2 Pipetas Pasteur con punta roma
4 portaobjetos
4 cubreobjetos
1 Vaso de precipitados de 50 ml
1 Rata adulta sana (250-350 gr)
1 juego de laminillas cortes histológicos
Úteros y vesículas seminales conservadas en paraformaldehído

Soluciones:

Solución salina fisiológica pH 7.3
Lugol
Colorante de azul de metileno

Procedimiento:**Sección 1.** Efecto de las gonadotropinas sobre las gónadas de machos y hembras.

1. Observe la histología de ovarios de **ratones hembra prepúberes** sin tratamiento hormonal (**control**), identifique las estructuras y realice dibujos. Utilice el siguiente cuadro para sus anotaciones y dibujos.
2. Observe la histología de ovarios de **ratones hembra prepúberes tratados con gonadotropina coriónica equina** (eCG) e identifique las diferencias histológicas con los ovarios de las hembras control. Utilice el siguiente cuadro para sus anotaciones y dibujos.

Cuadro 1. Efecto de la gonadotropina coriónica equina sobre los ovarios

Órgano	Grupo	Dibujo	Descripción histológica	Análisis e interpretación
O V A R I O	HEMBRAS PREPÚBERES CONTROL			
	HEMBRAS PREPÚBERES TRATADAS CON eCG			

1. Observe la histología de testículos de **ratones macho prepúberes** sin tratamiento hormonal (**control**), identifique las estructuras y realice dibujos. Utilice el siguiente cuadro para sus anotaciones y dibujos.
2. Observe la histología de testículos de **ratones macho prepúberes tratados con eCG** e identifique las diferencias histológicas con los testículos de los machos control. Utilice el siguiente cuadro para sus anotaciones y dibujos.

Cuadro 2. Efecto de la gonadotropina coriónica equina sobre los testículos

Órgano	Grupo	Dibujo	Descripción histológica	Análisis e interpretación
T E S T Í C U L O	MACHOS PREPÚBERES CONTROL			
	MACHOS PREPÚBERES TRATADOS CON eCG			

Sección 2. Complete el siguiente cuadro sobre las características de las distintas etapas del ciclo estral.

Cuadro 3. Características de las distintas fases del ciclo estral

FASE DEL CICLO ESTRAL	HORMONAS PREDOMINANTES	CAMBIOS OVÁRICOS	CAMBIOS UTERINOS	CÉLULAS VAGINALES PREDOMINANTES	CAMBIOS CONDUCTUALES
PROESTRO					
ESTRO					
METAESTRO					
DIESTRO					

Sección 3. Obtención y observación de frotis de lavados vaginales de rata.

1. Sujete firmemente a la rata y colóquela en posición dorsoventral sosteniendo la cabeza y la cola para que no se mueva.
2. Con la pipeta Pasteur tome 0.3 ml de solución salina fisiológica, introduzca la pipeta suavemente por el orificio vaginal y vacíe su contenido, a continuación, absorba la solución y regrésela nuevamente al interior de la vagina, bombeándola con la perilla, realice esta operación dos o tres veces.
3. Vierta en cada uno de dos portaobjetos una gota del lavado, deseche la pipeta como le indique el asesor.
4. Coloque sobre una de las muestras unas gotas del colorante lugol y sobre la otra, unas gotas de azul de metileno y coloque un cubreobjetos.
5. Observe al microscopio con el objetivo de 10X y 40X; en el siguiente cuadro realice el dibujo y anote los tipos celulares observados en el frotis. Anote la etapa del ciclo estral en la que probablemente se encuentra la rata.

Cuadro 4. Células observadas en el frotis vaginal de rata y etapa probable del ciclo estral

<u>Células observadas</u>	<u>Describe lo observado mencionando el tipo celular predominante</u>
	<u>Posible etapa del ciclo estral</u>

EJERCICIOS ADICIONALES**Sección 4.** Efecto de las hormonas gonadales sobre el útero.

1. Observe las preparaciones de úteros fijados en formol de ratas hembra normales en fase de estro y de ratas hembra castradas un mes antes de la obtención del útero.
2. Identifique las características de los úteros de cada grupo, anótelas y realice dibujos si lo considera conveniente.
3. Compare las características y explique a qué se deben las diferencias.

Cuadro 5. Efecto de las hormonas gonadales sobre el útero

	ÚTERO (De hembra en fase de estro)	ÚTERO (De hembra castrada)	ANÁLISIS E INTERPRETACIÓN
TAMAÑO			
VASCULARIZACIÓN			

Sección 5. Efecto de la testosterona sobre las vesículas seminales.

1. Observe las preparaciones de vesículas seminales fijadas en formol de ratas macho adultas, normales y de ratas macho castrados un mes antes de la obtención de las vesículas seminales.
2. Identifique las características de las vesículas seminales de cada grupo, anótelas y realice dibujos si lo considera conveniente.
3. Compare las características y explique a qué se deben las diferencias.

Cuadro 6. Efecto de la testosterona sobre las vesículas seminales

	VESÍCULAS SEMINALES (De macho sin castrar)	VESÍCULAS SEMINALES (De macho castrado)	ANÁLISIS E INTERPRETACIÓN
TAMAÑO			
VASCULARIZACIÓN			

Reporte de la práctica:

1. Incluya el cuadro 2 de resultados y **explique** a que se atribuyen las diferencias histológicas observadas entre los ovarios de los animales prepúberes control y los de los animales prepúberes tratados con eCG.
2. Incluya el cuadro 3 de resultados y **explique** a que se atribuyen las diferencias histológicas observadas entre los testículos de los animales prepúberes control y los de los animales prepúberes tratados con eCG.
3. Elabore un cuadro donde mencione y dibuje los tipos celulares encontrados en las distintas etapas del ciclo estral.
4. ¿A que se deben los cambios que sufren las células del epitelio vaginal durante las distintas etapas del ciclo estral?
5. Indique y dibuje los tipos celulares encontrados en la citología vaginal realizada en la práctica e identifique la fase del ciclo estral en la que probablemente se encontraba el animal (cuadro 4 de resultados).
6. Incluya el cuadro 5 y **explique** a que se atribuyen las diferencias observadas en las preparaciones de útero de los animales normales y los castrados previamente a la obtención del útero.
7. Incluya el cuadro 6 y **explique** a que se atribuyen las diferencias observadas en las preparaciones de vesículas seminales de los animales normales y los castrados previamente a la obtención de las vesículas seminales.

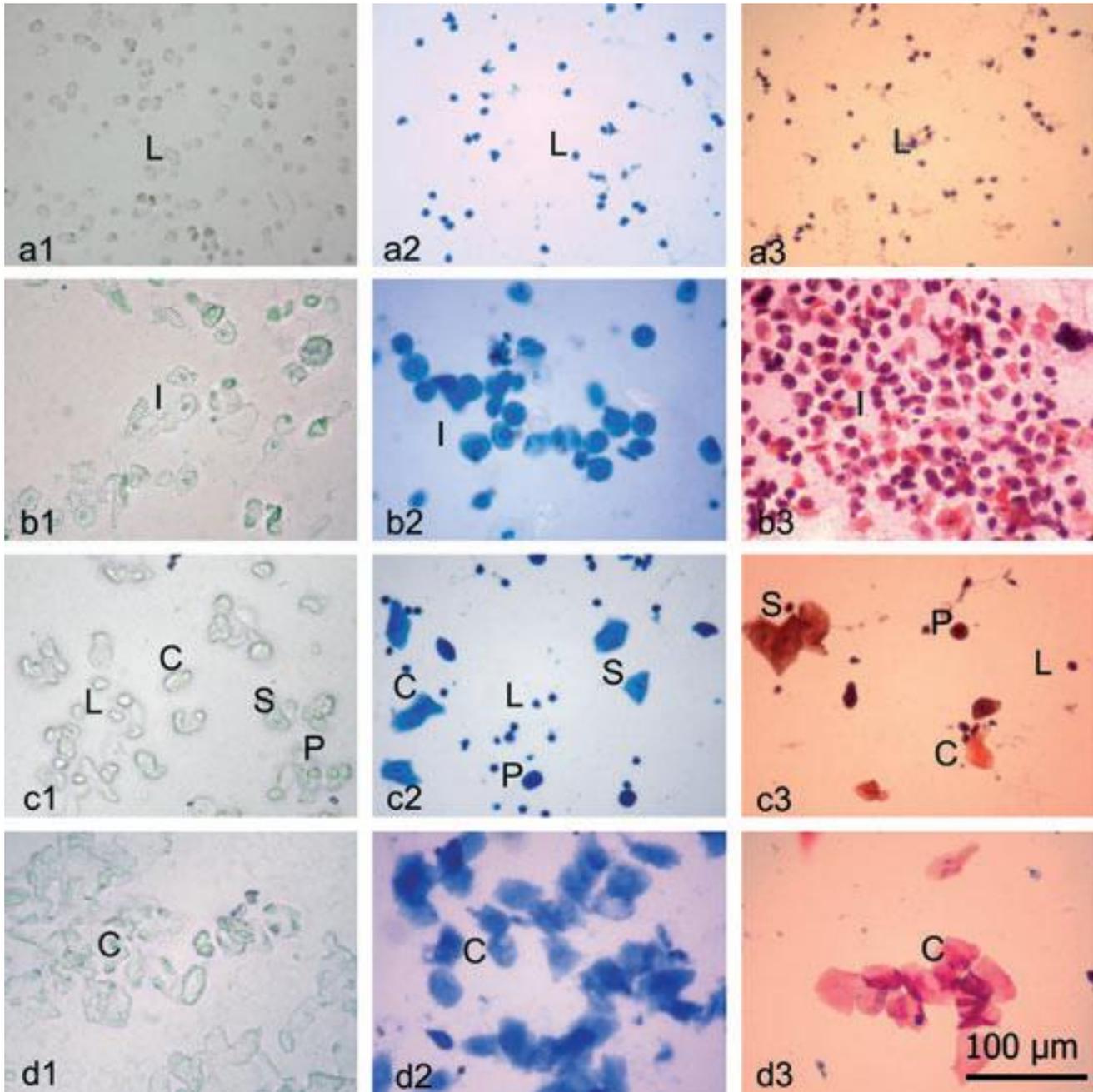
Pregunta de aplicación de conocimientos

8. Investigue al menos dos usos de las gonadotropinas no hipofisarias en el campo médico veterinario y científico.

Literatura recomendada:

- Esquivel L.C. y Páramo R.R.: Eventos endocrinos del ciclo estral de la perra y fármacos utilizados como anticonceptivos y abortivos. *Revista AMMVEPE*, 2001; 12(1): 6-9.
- Hafez E. S. E.: Reproducción e Inseminación Artificial en Animales. *McGraw-Hill Interamericana*, México, 1987.
- Hardy R. N.: Fisiología del Sistema Endocrino. *Manual Moderno*, México, 1984.
- Hubscher, CH, Brooks, DL & Johnson, JR (2005) A quantitative method for assessing stages of the rat estrous cycle. *Biotechnic & Histochemistry* 80(2): 79-87.
- McDonald L. E.: Endocrinología Veterinaria y Reproducción. *McGraw-Hill Interamericana*, México, 1991.
- Swenson, M.J. y Reece, W.O. compiladores.: Fisiología de los animales domésticos de Dukes. Tomo 1. 2ª ed. *Limusa*, México, 1999.
- Yener, T.; Tunc, A. Turkkani; Aslan, H.; et al. (2007) Determination of oestrous cycle of the rats by direct examination: How reliable? *Anatomia Histologia Embryologia Journal of Veterinary Medicine Serie C Volume: 36, Issue: 1, Pages: 75-77*

- Anexo 4.1



Sin tinción

Tinción con Azul de metileno

Tinción de Papanicolaou

Fotografías de frotis vaginales de ratas con tres diferentes métodos de tinción. De arriba hacia abajo se presentan los frotis correspondientes a diferentes etapas: **a: Diestro**, **b: Proestro**, **c: Metaestro** y **d: Estro**. Yener y col. (2007)

L: Leucocitos, I: Células intermedias, C: Células cornificadas, P: Células Parabasales, S: Células Superficiales

Práctica 10. Metabolismo basal, hormonas tiroideas y eje hipotálamo-hipófisis-tiroides

Objetivo:

- Revisar e integrar diversos aspectos generales de la fisiología del sistema endocrino
- Identificar el metabolismo basal y su relación con el consumo de oxígeno
- Explicar la influencia de las hormonas tiroideas sobre el metabolismo basal
- Comprender la relación endocrina entre la glándula hipófisis y la glándula tiroides

Temas de estudio:

- Estructuras endocrinas y hormonas producidas por el organismo
- Relación funcional entre el hipotálamo y la hipófisis
- Hormonas producidas por la hipófisis
- Hormonas tiroideas y principales efectos
- Regulación de la secreción de las hormonas tiroideas

Cuestionario previo

1. ¿Qué es una hormona?
2. ¿Qué es un órgano blanco o diana y una célula blanco o diana y qué los caracteriza?
3. ¿Qué son los receptores hormonales?
4. ¿Qué es el metabolismo?
5. ¿A qué se llama metabolismo basal?
6. Mencione nombre, sinónimos y siglas de las hormonas tiroideas
7. Señale los efectos de las hormonas tiroideas (T3 y T4) sobre el metabolismo basal
8. Explique la regulación de la secreción de las hormonas tiroideas incluyendo la participación de la TRH y la TSH (indique nombre, sitio de producción y efectos de estas hormonas)

INTRODUCCIÓN

EL SISTEMA ENDOCRINO

El sistema endocrino está conformado por todas aquellas estructuras que producen hormonas. Su función general, que comparte con el sistema nervioso, es regular diversos procesos fisiológicos del organismo. Las células productoras de hormonas se localizan en las glándulas endocrinas y en otras estructuras como las gónadas, el hipotálamo, el corazón, los riñones y la mucosa del tracto gastrointestinal.

Mediante la acción de las hormonas, el sistema endocrino participa en la regulación de importantes procesos fisiológicos, muchos de los cuales contribuyen al mantenimiento de la homeostasis. Entre los procesos regulados por este sistema están el crecimiento y desarrollo, la reproducción, el metabolismo general, el mantenimiento de las concentraciones plasmáticas de glucosa, aminoácidos, grasas, sodio, potasio, calcio, fosfato; la regulación del volumen de agua corporal, el control de la osmolaridad plasmática y de la presión sanguínea y la termorregulación.

De acuerdo con el concepto clásico, las hormonas son mensajeros químicos específicos, producidos por células especializadas, que por medio de la sangre pueden llegar a determinadas células, a las que afectan en su actividad uniéndose a proteínas receptoras presentes en ellas.

Los receptores hormonales son proteínas específicas que pueden localizarse en la membrana plasmática, el citoplasma o el núcleo de las células. La unión de una hormona a su receptor desencadena una serie de eventos o cambios en la actividad celular como, cambios de permeabilidad de la membrana, cambios en la actividad metabólica, modificación de la transcripción genética y por lo tanto, de la síntesis de proteínas, etc.

Las células que poseen receptores para una determinada hormona son denominadas células “blanco” o “diana” de esa hormona y el órgano que posee dichas células es, por consiguiente, “blanco o diana” de esa hormona. Tanto células como órganos pueden presentar receptores para diferentes hormonas y por lo tanto ser “blanco” de varias hormonas.

El conocimiento de la fisiología del sistema endocrino es fundamental para la medicina y la zootecnia, entre otras razones, porque los animales pueden presentar alteraciones y enfermedades cuyo estudio y comprensión requieren de los conocimientos básicos de la fisiología endocrina. Dentro de tales alteraciones y enfermedades tenemos la diabetes insípida, diabetes mellitus, hipopituitarismo, hipotiroidismo, hipertiroidismo, enfermedad de Cushing, enfermedad de Addison, diversas alteraciones reproductivas endocrinológicas, etc.

METABOLISMO BASAL Y HORMONAS TIROIDEAS

El metabolismo energético se define como el conjunto de reacciones químicas que suceden en el organismo y que pueden estar enfocadas a la obtención de energía (catabolismo) o al almacenamiento de la misma (anabolismo). Esta serie de reacciones permiten al animal disponer de la energía y los sustratos para llevar a cabo eventos celulares indispensables para el mantenimiento de la vida, su crecimiento y desarrollo, la realización de trabajo y la producción.

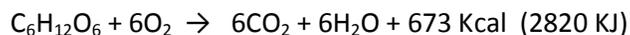
La cantidad de energía que el animal consume difiere en los distintos estados fisiológicos, por ejemplo: si el animal está despierto, en reposo, realizando actividad física, comiendo, acaba de ingerir alimento (periodo postprandial); se encuentra en crecimiento, gestante, produciendo leche, huevo, etc. Los requerimientos energéticos también son determinados por las condiciones ambientales, como la temperatura, la humedad relativa, la presión atmosférica.

Comúnmente, para su estudio, el metabolismo se mide en condiciones estándar que incluyen: reposo absoluto, ayuno mínimo de 12 horas y temperatura ambiental comfortable. Al metabolismo obtenido en estas condiciones se le denomina “**Metabolismo basal o Tasa metabólica basal**” y llega a definirse como: “la cantidad mínima de energía que requiere un animal para mantenerse vivo”; sin embargo, ésta no es la tasa metabólica más baja que puede presentar el animal, ya que, por ejemplo, durante el sueño el metabolismo es inferior al basal.

De acuerdo con su definición, para conocer la magnitud del metabolismo o tasa metabólica tendríamos que medir todas las reacciones químicas desarrolladas en el organismo en un determinado tiempo, lo cual es prácticamente imposible; sin embargo, toda vez que esas reacciones químicas implican un determinado consumo de energía, es factible conocer la tasa metabólica midiendo el consumo de energía del animal por unidad de tiempo.

Ahora bien la energía consumida por el animal se expresa en forma de trabajo externo y calor, por lo que, cuando un animal está en reposo y por tanto no realiza trabajo externo, su consumo de energía (en Kcal) puede conocerse midiendo la cantidad de calor que libera. El procedimiento de medición del calor liberado por un organismo se denomina calorimetría directa. Este procedimiento es costoso y difícil por lo que frecuentemente se utilizan técnicas indirectas, en las cuales no se mide el calor producido, sino algún otro parámetro relacionado con él. Uno de los parámetros más comúnmente utilizados en la calorimetría indirecta es el consumo de oxígeno, que se basa en la consideración de que los animales extraen la energía contenida en los nutrientes fundamentalmente por un procedimiento aeróbico.

Es conveniente recordar, por ejemplo, que la oxidación completa de la glucosa produce una cantidad conocida de calor: 673Kcal/mol:



Así, midiendo la cantidad de oxígeno consumido en un determinado intervalo de tiempo, se puede determinar indirectamente la cantidad de calorías que fueron consumidas, por el animal, en ese tiempo.

Cuando se utiliza este tipo de calorimetría indirecta, es frecuente que la tasa metabólica se exprese **en ml O₂/Kg/h** y no necesariamente se calcula el consumo de energía en Kcal o KJ/Kg/h, aunque, desde luego puede hacerse.

Por otro lado, el metabolismo basal es afectado por diversos factores entre los que destaca la regulación hormonal ejercida por las hormonas tiroideas, la testosterona y la hormona del crecimiento. Las **hormonas tiroideas, triyodotironina (T₃) y tetrayodotironina (T₄)** también llamada **tiroxina**, además de ejercer otros efectos en el organismo, **incrementan la tasa metabólica** (acción calorígenica), debido a lo cual, incrementan el consumo de oxígeno y la producción de calor.

EJE HIPOTÁLAMO-HIPÓFISIS-TIROIDES

La actividad endocrina de la glándula tiroides es regulada por la hipófisis anterior o adenohipófisis; a su vez, la actividad endocrina de esta última es regulada por el hipotálamo. En ambos casos la regulación se lleva a cabo mediante hormonas producidas por la hipófisis y el hipotálamo.

Neuronas hipotalámicas producen y secretan la **Hormona Liberadora de Tirotropina (TRH, también llamada tiroliberina)**, la cual estimula a las células tirotróficas de la adenohipófisis, dando como resultado secreción de la **Hormona Estimulante de la Tiroides (TSH, también llamada tirotropina)**.

La **TSH** adenohipofisiaria llega a la tiroides donde se une a sus receptores presentes en las células foliculares estimulando en ellas la síntesis y liberación de las hormonas tiroideas T₃ y T₄.

Por su parte, las **hormonas tiroideas** actúan sobre las neuronas hipotalámicas productoras de TRH y sobre las tirotróficas, inhibiendo la secreción de TRH y TSH, respectivamente. Es importante tener presente que el grado de inhibición de la secreción de TRH y TSH depende de la concentración sanguínea de hormona tiroidea, de tal manera que, si la concentración es baja, el grado de inhibición es menor que si la concentración es alta. Por ejemplo, cuando las concentraciones de hormonas tiroideas están dentro de los rangos normales, la inhibición de la secreción de TRH y TSH es parcial, por lo que se secreta cierta cantidad de estas hormonas, las cuales estimulan, directa e indirectamente, la liberación de hormonas tiroideas. Ahora bien, toda vez que continuamente se están degradando ciertas cantidades de hormonas tiroideas, la secreción continua de determinadas cantidades de estas hormonas permite el mantenimiento de concentraciones sanguíneas constantes y normales de las mismas. De esta manera **las hormonas tiroideas regulan su propia secreción** mediante un **mecanismo de retroalimentación negativa**.

MEDICIÓN DEL METABOLISMO BASAL

Utilizando un simulador computacional mediremos indirectamente el metabolismo basal, a través de la medición del consumo de oxígeno, de ratas de diferentes grupos experimentales. Haremos determinaciones del metabolismo basal antes y después de administrar tiroxina (T₄) y TSH a animales normales. Compararemos los valores obtenidos en animales normales con aquellos de ratas a las que se les ha extirpado la hipófisis ó la tiroides y que por lo tanto tienen niveles hormonales alterados. Esta comparación nos permitirá identificar la influencia de las hormonas tiroideas sobre el metabolismo basal y la participación de la hipófisis en la regulación de la secreción de las hormonas tiroideas.

Problemas experimentales:

1. *Con base en los efectos de las hormonas tiroideas, ¿Cómo se verá afectado el metabolismo basal si se modifica significativamente (disminuye o aumenta) la concentración sanguínea de hormonas tiroideas?*
2. *Con base en la relación entre la TSH y las hormonas tiroideas y los efectos de estas hormonas, ¿Cómo se verá afectado el metabolismo basal si se modifica significativamente (disminuye o aumenta) la concentración sanguínea de TSH?*

Hipótesis

Escribe una hipótesis ARGUMENTADA Y ESPECÍFICA para cada uno de los problemas experimentales.

Material requerido:**Por alumno:**

- Práctica completa

Material proporcionado por el laboratorio:

- Computadoras conectadas a internet

Procedimiento experimental:

Medición indirecta del metabolismo basal utilizando el simulador computacional "Physio Ex 6.0".

1. Abre el siguiente link: http://csalud.uaz.edu.mx/pagina/sim_fisio/00_MainMenu/00_Intro.html
 2. Oprime **Agree** para observar el primer menú.
 3. Oprime la opción **Main menú** para acceder al menú principal.
 4. Selecciona la sección **4 Endocrine System Physiology** para acceder al simulador.
- Los experimentos se realizarán utilizando tres grupos de ratas: ratas normales (**N**), ratas tiroidectomizadas (**Tx**) y ratas hipofisectomizadas (**Hypox**).
 - En el simulador se tiene una **cámara conectada a un manómetro y a una jeringa con oxígeno** para la medición del consumo de este elemento en mililitros. La cámara está **conectada con el ambiente mediante un tubo con una llave** (ubicados a la izquierda de la cámara). La llave permite un cierre hermético de la cámara, por lo que, al cerrar la llave, el oxígeno que consume el animal corresponderá exclusivamente al del interior de la cámara. Al consumir oxígeno dentro de la cámara herméticamente cerrada, el animal hace disminuir el volumen de aire dentro de la cámara lo que provoca que el agua del manómetro ascienda hacia el lado conectado a ésta. Para evitar que el dióxido de carbono que el animal exhala remplace el volumen del oxígeno consumido, se coloca dentro de la cámara un dispositivo (cal sodada) que fija dicho gas.
 - En el simulador también se cuenta con tres jeringas, dos de ellas contienen hormonas (**TIROXINA [T4]** y **TSH**) y la tercera contiene el fármaco propiltiouracilo que afecta la producción de hormonas tiroideas. En esta ocasión sólo administraremos a nuestras ratas **tiroxina y TSH**.
 - También se tiene un panel de monitoreo del individuo donde se registrará el peso del animal, el tiempo en que se lleva a cabo el experimento y la cantidad de oxígeno consumido en ml.

Sección 1. Determinación del metabolismo basal en tres grupos experimentales

1. Con el ratón de la computadora selecciona la rata **Normal** y llévala a la cámara.
2. Verifica que **la llave** del tubo de la izquierda (por donde puede entrar aire a la cámara) **esté abierta** y que la cámara y el manómetro estén conectados (el programa lo indica en los rectángulos de texto).
3. Obtén el peso de la rata (**Weight**) en el panel de la derecha y registra el valor en la tabla 1 al final de esta sección.
4. En el temporizador (**Timer**) ajusta el tiempo a **1.00 min** con los botones (+) y (-). El valor debe ser exacto.
5. **Cierra la llave de la izquierda** y presiona "**Start**" para que inicie el consumo de oxígeno con la cámara herméticamente cerrada. Observa lo que le ocurre al nivel de agua dentro del manómetro en forma de U.
6. Al finalizar el periodo de 1 minuto pulsa sobre el conector del manómetro y la jeringa (llave de T) hasta que indique "Manómetro y jeringa conectados" ("**Manometer and syringe connected**").
7. **Abre la llave de la izquierda** para que pueda ingresar aire a la cámara y no vaya a faltarle oxígeno a la rata.
8. En donde dice "**ml O₂**" pulsa el botón (+) hasta que se lea **1.0 ml**. Pulsa **inyectar (Inject)** y observa lo que ocurre con el nivel de agua en el manómetro en forma de U. Continúa elevando la cantidad de oxígeno hasta que el nivel de agua de los dos extremos del tubo en U sea el mismo. Cuando así sea aparecerá la palabra -- **LEVEL**--. Cuando estés cerca del nivel incrementa la cantidad de oxígeno moderadamente para no pasarte.
9. El volumen de O₂ requerido para que el nivel de agua en ambos brazos del tubo en "U" vuelva a ser el mismo equivale al volumen de O₂ consumido por la rata en un minuto. Anota este valor en la tabla que aparece al final de esta sección.

10. Oprime el botón **Reset** ubicado debajo de donde dice **Apparatus** (posteriormente se indicará como: “Reset Apparatus”) para poder cambiar de rata y hacer una nueva medición.
11. Repite los pasos anteriores con la rata tiroidectomizada (**Tx**) y anota tu registro de peso y consumo de O₂.
12. Repite los pasos 1-10 con la rata hipofisectomizada (**Hypox**) y anota tu registro de peso y consumo de O₂.
13. Realiza los cálculos necesarios para completar la tabla de datos.
14. Analiza y discute con el grupo los resultados obtenidos.

Tabla 1. Metabolismo basal en ratas de tres grupos experimentales

Parámetros	Rata Normal (N)	Rata Tiroidectomizada (Tx)	Rata Hipofisectomizada (Hypox)
Peso (gramos)			
O ₂ consumido en 1 minuto (ml)			
O ₂ consumido por hora (ml)			
Metabolismo basal (ml O ₂ /Kg/h)			

Sección 2. Determinación del efecto de la tiroxina sobre el metabolismo basal.

En esta sección se utilizará la jeringa con el membrete “**Tiroxine**” (tiroxina) que está en el lado superior izquierdo de la pantalla.

1. Pulsa el botón “**Reset Apparatus**” para eliminar los valores del experimento anterior, **recuerda que debes hacerlo en cada cambio de rata.**
2. Selecciona con el ratón la jeringa que dice “**Tiroxine**” (tiroxina) y llévala hasta la imagen de la rata **Normal** para que le sea administrada. Nota que después de la aplicación de la inyección aparece resaltado el botón “**Clean**” a lado del membrete de la rata, este botón nos indica que la rata tiene la hormona en su sistema y no se puede administrar la hormona a otra rata hasta “quitarla” de la rata a la que se le ha administrado.
3. Luego de haber aplicado la tiroxina lleva la rata a la cámara y repite el procedimiento de obtención de peso y consumo de O₂ como se realizó en la Sección 1 (Pasos 1-10).
4. Registra tus valores en la tabla que está al final de esta sección.
5. Oprime el botón “**Reset Apparatus**” y el botón “**Clean**”, que se ubica a un lado del membrete de la rata utilizada para poder realizar el experimento con otra rata.
6. Repite el procedimiento con la rata **tiroidectomizada** y la rata **hipofisectomizada** y registra tus valores.
7. Realiza los cálculos necesarios para completar la tabla de datos.
8. Analiza y discute con el grupo los resultados obtenidos.

Tabla 2. Metabolismo basal en ratas de tres grupos experimentales con administración de Tiroxina (T4)

Parámetros	Rata Normal (N)	Rata Tiroidectomizada (Tx)	Rata Hipofisectomizada (Hypox)
Peso (gramos)			
O ₂ consumido en 1 minuto (ml)			
O ₂ consumido por hora (ml)			
Metabolismo basal (ml O ₂ /Kg/h)			

Sección 3. Participación de la hipófisis en la regulación de la secreción de las hormonas tiroideas y su relación con el metabolismo basal.

En esta sección se utilizará la jeringa con el membrete “TSH” (Hormona estimulante de la tiroides o tirotropina) que está en el lado superior izquierdo de la pantalla.

- Oprime el botón “Reset Apparatus” y el botón “Clean”, que se ubica a un lado del membrete de la última rata utilizada para poder realizar los experimentos con otra sustancia.
- Selecciona con el ratón la jeringa que dice “TSH” (tirotropina) y llévala hasta la imagen de la rata **Normal** para que le sea administrada. Igual que en la sección anterior se activa el botón “Clean”.
- Luego de haber aplicado la TSH lleva la rata a la cámara y repite el procedimiento de obtención de peso y consumo de O₂ como se realizó en las secciones anteriores.
- Registra tus valores en la tabla que está al final de esta sección.
- Oprime el botón “Reset Apparatus” y el botón “Clean” ubicado a un lado del membrete de la rata utilizada para poder realizar el experimento con otra rata.
- Repite el procedimiento con la rata **tiroidectomizada** y la rata **hipofisectomizada** y registra tus valores.
- Realiza los cálculos necesarios para completar la tabla de datos.
- Analiza y discute con el grupo los resultados obtenidos.

Tabla 3. Metabolismo basal en ratas de tres grupos experimentales con administración de TSH

Parámetros	Rata Normal (N)	Rata Tiroidectomizada (Tx)	Rata Hipofisectomizada (Hypox)
Peso (gramos)			
O ₂ consumido en 1 minuto (ml)			
O ₂ consumido por hora (ml)			
Metabolismo basal (ml O ₂ /Kg/h)			

Reporte de la práctica

NOTA: en el reporte se utilizarán las abreviaturas antes utilizadas para referirse a cada grupo y condición experimental.

- Elabore una gráfica de columnas incluyendo todos los resultados obtenidos, es recomendable que utilice un color diferente para los resultados de cada grupo experimental.

Sección 1. Determinación del metabolismo basal en tres grupos experimentales.

Grupos experimentales a comparar	¿Qué diferencia observaste en el metabolismo basal?	Explica a que se atribuye el resultado
Tx/N		
Hypox/N		
Hypox/Tx		

Sección 2. Determinación del efecto de la tiroxina (T4) sobre el metabolismo basal.

Grupos experimentales a comparar	¿Qué diferencia observaste en el metabolismo basal?	Explica a que se atribuye el resultado
N+T4/N		
Tx+T4/TX		
Tx+T4/N		
Hypox+T4/N		

1. Tomando en cuenta las preguntas anteriores realiza un breve resumen de la influencia de las hormonas tiroideas sobre el metabolismo basal incluyendo las conclusiones pertinentes.

Sección 3. Participación de la hipófisis en la regulación de la secreción de las hormonas tiroideas y su relación con el metabolismo basal.

Grupos experimentales a comparar	¿Qué diferencia observaste en el metabolismo basal?	Explica a que se atribuye el resultado
N+TSH/N		
Tx+TSH/TX		
Tx+TSH/N		
Hypox+TSH/Hypox		
Hypox+TSH/N		
N+TSH/Hypox+TSH		

1. Tomando en cuenta las preguntas anteriores realiza un breve resumen sobre la participación de la hipófisis y la TSH en la regulación de la secreción de las hormonas tiroideas incluyendo lo referente a la retroalimentación negativa. Incluye en el resumen las conclusiones pertinentes.

Literatura recomendada:

- Barrett K, Barman S, Boitano S, Brooks H.: Ganong. Fisiología Médica. 23ª ed., McGraw-Hill Interamericana, México, 2010.
- Berne R. y Levy M. Fisiología. Mosby year Book España 1992.
- Cunningham, J.G. y Bradley, G.K.: Fisiología Veterinaria. 4ª ed., Elsevier, España, 2009.
- Eckert R. Randall D. y Augustine G. Fisiología Animal. Interamericana, McGraw-Hill. México 1989.
- Guyton, A.C. y Hall, J.E.: Tratado de Fisiología Médica. 11ª ed., Elsevier, España, 2006.
- Hardy R. N. Fisiología del Sistema Endócrino. El Manual Moderno. México, 1984.
- Hill RW, Wyse G A, Anderson M. Animal Physiology. Massachusetts: Sinauer Sunderland, 2008
- Mc Donald L.E. Endocrinología Veterinaria y Reproducción. Interamericana, Mc Graw-Hill. México, 1991.
- Swenson M.J. y Reece W.O.: Fisiología de los Animales Domésticos de Dukes. Uthea, Noriega. México, 1999.