

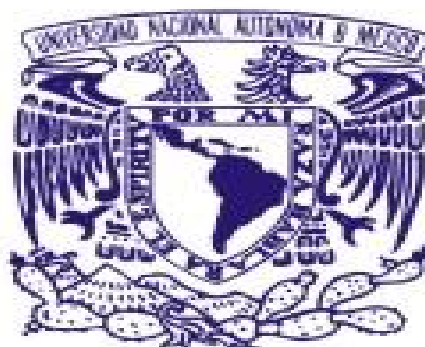
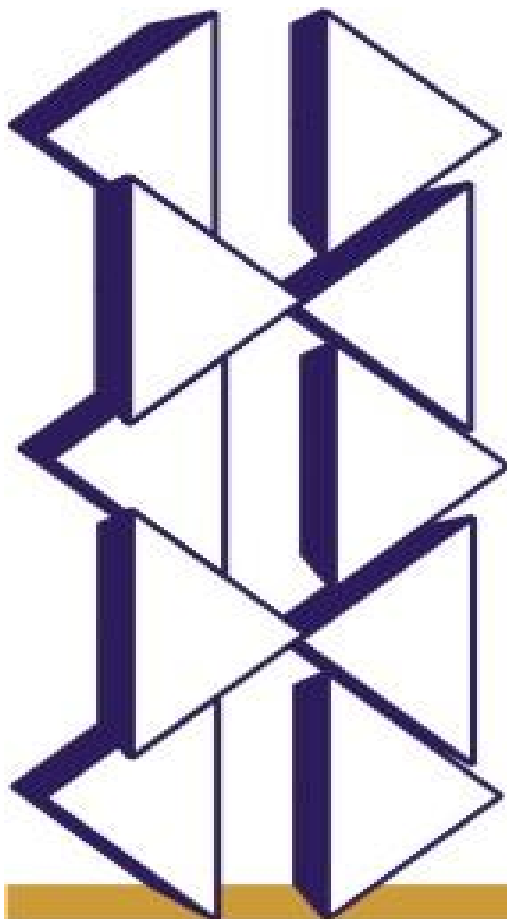


CARRERA DE MÉDICO CIRUJANO
CIENCIAS BIOMÉDICAS
MANUAL DE LABORATORIO DE
PRACTICAS DE FISIOLOGIA

COMPONENTE: MORFOFISIOLOGÍA DE LOS SISTEMAS

MÓDULO: PIEL y MÚSCULO ESQUELÉTICO, RESPIRATORIO, CARDIOVASCULAR, DIGESTIVO, URINARIO,
NERVIOSO Y ORGANOS DE LOS SENTIDOS, ENDOCRINO

ACTIVIDAD: PRÁCTICA (LABORATORIO)



F E S
ZARAGOZA

CICLO BÁSICO SEGUNDO AÑO
DURACIÓN: CUARENTA SEMANAS

MARCO LEGAL: APROBADO EN SESIÓN ORDINARIA 12 DE SEPTIEMBRE
2013

**DIRECTORIO
FES Ë ZARAGOZA**

Dr. Víctor Manuel Mendoza Núñez
Director

Dr. Vicente Jesús Hernández Abad
Secretario General

Dra. Rosalinda Escalante Pliego
Secretaria de Integración, Promoción y Desarrollo
Académico

Mtro. Omar Viveros Talavera
Jefe de División de Ciencias de la Salud y del
Comportamiento

Lic. Raymundo David García Barrón
Secretario Administrativo

**DIRECTORIO
CARRERA DE MEDICO
CIRUJANO**

Dr. Noe Contreras González
Jefe de la Carrera

Mtra. Ma. Luisa Ponce López
Secretaria Técnica

M. C. Dolores Patricia Delgado Jacobo
Coordinadora del Área de Ciencias Biomédicas

M. C. Irma Araceli Aburto López
Coordinadora del Área de Salud Pública

M. C. Rocío Paniagua Hernández
Coordinadora del Área de Ciencias Clínicas

M. C. María del Carmen García Ríos
Coordinadora del Área Terminal, Internado y Servicio
Social

A G R A D E C I M I E N T O S

Agradecemos a todos los profesores que, durante el paso de los años y desde que se realizó este manual, han ayudado tanto en la elaboración como en la revisión del mismo.

Primera Elaboración:

M.C. Alejandro Malpica Vides.

M.C. Guillermo Avella Martínez.

M.C. Vicente Cárdenas Tovar.

M.C. Raúl Morín Zaragoza.

Colaboración:

M.C. Marcelo Álvarez Córdova.

M.C. Nicolás Avella Martínez.

M.C. Mario Brionez Quiros.

Edición 1999 Elaboración:

M.C. Alejandro Malpica Vides.

M.C. Marcelo Álvarez Córdova.

M.C. Nicolás Avella Martínez.

M.C. Huberto Castillo Rodríguez.

Colaboración:

QFB. Luz Margarita Chávez Martínez.

Actualización Edición 2013

Autores:

M. C. Dolores Patricia Delgado Jacobo.
Profesora de Asignatura %A+Definitivos del Área de Morfofisiología.

M. C. Huberto Castillo Rodríguez.
Técnico Académico Titular %B+Definitivo.

C. D. Natalia Arreguín Lobera.
Profesora de Asignatura %A+Interino del Área de Morfofisiología.

M. C. Juan Carlos del Razo Becerril.
Profesor de Asignatura %A+Definitivo del Área de Morfofisiología.

M. C. Nicolás Avella Martínez.
Profesor de Asignatura %B+Definitivo del Área de Morfofisiología

M. C. Mario Sergio Briones Quiroz.
Técnico Académico Titular %B+Definitivo.

Dra. Mabel Irene Medero Roberts.
Profesora Asociado %C+de Tiempo Completo Definitivo.

M. C. Alejandro Malpica Vides.
Profesor de Asignatura %B+Definitivo del Área de Morfofisiología.

Revisado por:

M. C. Jesús Guillermo Avella Martínez.
Profesor titular %A+de Tiempo Completo Definitivo.

M. C. Nicolás Avella Martínez.
Profesor de Asignatura %B+Definitivo del Área de Morfofisiología.

M. C. Dolores Patricia Delgado Jacobo.
Profesora de Asignatura %A+Definitivos del Área de Morfofisiología.

Dra. Mabel Irene Medero Roberts.
Profesora Asociado %C+de Tiempo Completo Definitivo.

Coordinado por:

M. C. Jesús Guillermo Avella Martínez.
Profesor titular %A+de Tiempo Completo Definitivo.

M. C. Dolores Patricia Delgado Jacobo.
Coordinadora del Área de Ciencias Biomedicas.

Profesores de Teoría de ésta Área:

M. C. Jesús Guillermo Avella Martínez.

Profesor titular %A+de Tiempo Completo Definitivo.

M. C. Nicolás Avella Martínez.

Profesor de Asignatura %B+Definitivo del Área de Morfofisiología.

Dra. Mabel Irene Medero Roberts.

Profesora Asociado %C+de Tiempo Completo Definitivo.

M. C. Dolores Patricia Delgado Jacobo.

Profesora de Asignatura %A+Definitivos del Área de Morfofisiología.

M. C. Huberto Castillo Rodríguez.

Técnico Académico Titular %B+Definitivo.

M. C. Mario Sergio Briones Quiroz.

Técnico Académico Titular %B+Definitivo.

M. C. Rossana Alcaráz Ortiz.

Profesora Asociado %C+de Tiempo Completo Definitivo.

M. C. Alejandro Malpica Vides.

Profesor de Asignatura %B+Definitivo del Área de Morfofisiología.

Profesores de Laboratorio:

M. C. Juan Carlos del Razo Becerril.

Profesor de Asignatura %A+Definitivo del Área de Morfofisiología.

M. C. Carolina Sauer Ramírez.

Profesora de Asignatura %A+Definitivo del Área de Morfofisiología.

M. C. Lázaro Joel Victoria Santiago.

Profesor de Asignatura %A+Definitivo del Área de Morfofisiología.

M. C. María de Lourdes Hernández Mendoza.

Profesora de Asignatura %A+Interino del Área de Morfofisiología.

M. C. María del Carmen García Ríos.

Profesora de Asignatura %A+Interino del Área de Morfofisiología.

C. D. Natalia Arreguín Lobera.

Profesora de Asignatura %A+Interino del Área de Morfofisiología.

INDICE

	PAGINA
Misión de la Carrera	8
Visión de la Carrera	8
Perfil del egresado	8
Mapa Curricular	10
Introducción	11
Presentación	13
Objetivo General	13
PRACTICAS:	
%El fisiógrafo CPM+	14
%Actividad mecánica muscular	18
%Transmisión neuromuscular+	22
%Electromiograma en el hombre+	24
%Respiratorio (Parte A)+	27
%Respiratorio (Parte B). Mecánica Respiratoria (lección 8 y 12 BIOPAC)	29
%Transmisión del impulso en el corazón de la rana+	34
%Ciclo cardíaco en el corazón de la rana+	36
%Electrocardiografía Parte I y II (lecciones 5 y 6 BIOPAC)	40
%Exploración de área precordial, técnica de las tensiones arterial y venosa, así como el experimento de Harvey+	44
%Sangre (Parte I)+	48
%Sangre (Parte II)+	51
%Algunas propiedades fisiológicas de la sangre+	57
%Propiedades del músculo liso+	65
%Diuresis en el hombre+	68
%Exámen General de Orina+	69
%Reflejos en la rana+	72
%Reflejos en el hombre+	77
%Electroencefalografía (Parte I y II)+	79
%Exploración de los Nervios Craneales+	83
%Determinación de glucosa en el hombre (Técnica de Trinder)+	87
%Determinación de glucosa en el hombre con glucómetro+	90
%Bibliografía+	93
%Cronograma+	98
%Reglamento interno+	100
%Lineamientos para el Caso Clínico para fisiología+	102
%Lineamientos para la Revisión Bibliográfica+	106
%Lineamientos para la elaboración de un Resumen de un Artículo Médico para la Sesión Bibliográfica+	108

MISIÓN DE LA CARRERA

MISIÓN DE LA CARRERA

Formar médicos generales poseedores de conocimiento científico y cultura universal para una práctica responsable, competente, ética y humanística que les permita contribuir a la prevención y solución de la problemática de salud del país, dotados de una actitud crítico-creativa, comprometidos con su actualización profesional y dispuestos a continuar con estudios de posgrado.

VISIÓN DE LA CARRERA

Ser una carrera con reconocimiento por sus innovaciones en la formación de médicos generales que participen activamente en el ejercicio de la profesión dentro de la sociedad de la información y el conocimiento. Esto a través de mejoras curriculares, la promoción de la formación docente y la optimización de los recursos disponibles.

PERFIL PROFESIONAL DEL EGRESADO

1.- Es un médico general que se desempeña en el primer nivel de atención proporcionando promoción, prevención, diagnóstico y tratamiento de los problemas de salud que afectan los diferentes aparatos y sistemas en los diferentes grupos de edad.

La atención médica que brinda es de carácter integral y continua. En su caso, ofrece atención provisional y refiere a los pacientes que requieren de un segundo y tercer nivel de atención. Da atención inicial a las urgencias médicas más frecuentes.

Conoce los principales problemas de salud que ocurren en las diferentes etapas del ciclo vital en nuestro país y los programas vigentes para su atención.

2.- Mantiene un juicio clínico basado en evidencias científicas.

Posee una sólida formación en ciencias biomédicas básicas como Fundamento de su práctica clínica. Desarrolla habilidades y destrezas teórico-prácticas para la solución de problemas clínicos.

3.- Se conduce con una actitud ética, humanista y responsable ante el paciente y sus familiares.

Su práctica es adaptable a la diversidad sociocultural y económica de nuestro país.

Reconoce y atiende los prejuicios de género y de otro tipo en el proceso de atención a la salud.

4.- Asume una actitud autocrítica de los resultados de su propia práctica, y está motivado para continuar con su formación con respecto a los avances científicos de la medicina y sensible a los cambios sociales y culturales determinantes del proceso salud enfermedad.

Opta por estudios de posgrado y/o actividades de investigación de acuerdo a su elección y preparación académica.

5.- Aplica las estrategias de la epidemiología y la bioestadística en apoyo a la investigación clínica y comunitaria.

Tiene el dominio del inglés suficiente para poder acceder a la literatura científica.

6.- Utiliza los diversos recursos de la informática médica y las telecomunicaciones como apoyo en la atención de sus pacientes, la comunicación con otros integrantes del equipo de salud, además de aplicarlos para su propia actualización médica.

7.- Conoce el marco legal que rige la práctica médica en nuestro país, y ajusta su desempeño profesional con respecto a este.

8.- Interacciona de manera armoniosa y colaborativa con los demás integrantes del equipo de salud con el propósito de realizar interconsultas, referencias, contrarreferencias y cooperaciones para una mejor atención del paciente.

9.- Se integra al trabajo de equipo multidisciplinario en proyectos para la solución de los problemas de salud individuales, familiares y comunitarios.

Mapa curricular
FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES ZARAGOZA UNAM
CARRERA DE MEDICO CIRUJANO
CARACTERISTICAS DEL PLAN DE ESTUDIOS
 Versión: 1989 Clave de la Dependencia: 445

MODULO	CLAVE ASIGNATURA	CREDITOS			AÑO	GRUPOS	SUBGRUPOS	COMPONENTES (Materias)	HORAS X SEMANA X COMPONENTES			HORAS X MODULOS			SEMANAS	TIPO						
		T	P	Total					T	P	T	T	P	Total								
La Salud de Hombre y su Ambiente	1106	24	26	50	1º	1101	10	Clínicas Médicas	2	7	99	12	26	38	20	Curricular						
Crecimiento y Desarrollo Intrauterino	1107	10	10	20	1º	1103	05	Epidemiología	2	7	9	12	26	38	8	Curricular						
Parto, Puerperio y Periodo Perinatal	1108	5	5	10	1º	1105	01	Salud Mental	2	0	2	12	26	38	4	Curricular						
Crecimiento y Desarrollo Extrauterino	1109	10	10	20	1º	1107	04	Bioquímica	2	2	4	12	26	38	8	Curricular						
						1109	04	Microbiología	2	2	4											
						1111	04	Histología	1	3	4											
						1113	01	Embriología	1	3	4											
								Humanidades	0	2	2											
Introducción	1212	3	2	5	2º	1301	10	Clínicas Médicas	2	7	9	15	25	40	2	Curricular						
Piel y Musculoesquelético	1213	5	5	10	2º			Epidemiología	2	6	8	15	25	40	4	Curricular						
Aparato Respiratorio	1214	5	5	10	2º			1303	05	Salud Mental	1	1	2	15	25	40	4	Curricular				
Aparato Cardiovascular	1215	11	9	20	2º			1305	01	Farmacología	2	2	4	15	25	40	8	Curricular				
Aparato Digestivo	1216	1	7	15	2º			1307	01	Microbiología	2	2	4	15	25	40	6	Curricular				
Aparato Urogenital	1217	7	6	13	2º			1309	04	Morfología	3	3	6	15	25	40	5	Curricular				
Sistema Nervioso y Órganos de los Sentidos	1218	11	9	20	2º			1311	01	Fisiología	3	2	5	15	25	40	8	Curricular				
Sistema Endocrino	1219	7	6	13	2º					Humanidades	0	2	2	15	25	40	5	Curricular				
Atención Médica del Adulto en Consulta Externa	1308	5	12	17	3ª			1501	04	Clínicas Médicas	5	25	30	5	25	30	10	Curricular				
Atención Médica del Niño en Consulta Externa	1309	5	12	17	3ª						1503	04		5	25	30	5	25	30	10	Curricular	
Atención Ginecológica y Obstetricia en Consulta Externa	1310	5	12	17	3ª	1505	04					5	25	30	5	25	30	10	Curricular			
Atención Médica General e Integral Consulta Externa	1311	5	12	17	3ª	1507	04					5	25	30	5	25	30	10	Curricular			
Estudio Médico Integral de la Familia	1312	4	2	6	3ª	1509	04			Epidemiología	1	1	2	1	1	2	40	Curricular				
Terapéutica	1313	0	4	4	3ª					Farmacología	0	2	2	0	2	2	40	Curricular				
Fisiopatología Experimental I	1314	4	8	12	3ª					Fisiopatología	1	4	5	1	4	3	40	Curricular				
Salud Ocupacional	1315	0	2	2	3ª		10			Epidemiología	0	1	1	0	1	1	40	Curricular				
							01															
Atención del Adulto en Urgencias y Hospitalización	1410	10	25	35	4º	1701	04			Clínicas Médicas	5	25	30	5	25	30	20	Curricular				
Atención del Niño en Urgencias y Hospitalización	1411	5	12	17	4º			1703	04						5	25	30	5	25	30	10	Curricular
Atención Ginecológica y Obstetricia en Urgencias y Hospitalización	1412	5	12	17	4º			1705	04						5	25	30	5	25	30	10	Curricular
Fisiopatología Experimental II	1413	2	2	6	4º			1707	04	Fisiopatología	1	4	5	1	4	5	20	Curricular				
Medicina Legal en México	1414	2	4	6	4º			1709	05	Epidemiología	1	4	5	1	4	5	20	Curricular				
							04															
Internado	1500	20	50	70	5º	1901	06	Internado	5	25	30	5	25	30	48	Curricular						
						1903	06															
						1905	06															
						1907	06															
						1909	06															
Servicio Social		0	0	0	6º			Servicio Social				0	0	0	52	Extracurricular						

INTRODUCCION

El presente Manual pretende ofrecer a nuestros jóvenes estudiantes de la Carrera de Médico Cirujano, una programación sistematizada y clara de las actividades que deberá realizar en el laboratorio de fisiología, en cada uno de los módulos del presente Ciclo Escolar.

Por su naturaleza misma, éste Manual funcionará como una guía metodológica para que el alumno busque, en la bibliografía recomendada, los fundamentos teóricos de los temas a tratar, así como la debida correspondencia de éstos últimos con sus Programas Académicos.

En éste Manual, el alumno encontrará también, enumerados y siguiendo una secuencia ordenada, todos los elementos que se requieren en cada una de las prácticas a realizar, desde los objetivos y materiales hasta la explicación detallada de los procedimientos a seguir.

Las prácticas para cada uno de los siete módulos, han sido escogidas con el propósito de que cumplan cabalmente con los objetivos básicos, apoyen a los conocimientos teóricos, fomenten en los alumnos el espíritu de Investigación a través de conocer y aplicar el Método Científico; promuevan el desarrollo de sus capacidades psicomotrices e inculquen y fomenten la interdisciplinariedad que caracteriza la filosofía del Plan Modular.

Para éste efecto, en cada uno de los Módulos, cada una de las prácticas a realizar, se encuentra encabezada por los objetivos específicos que en ella se persiguen y que se apoyan en el Programa Académico correspondiente; además se hace una descripción clara, ordenada y concisa de los pasos y actividades a realizar, así como de la forma en que se deberá utilizar el material necesario, desde una pinza, hasta cómo debe calibrarse el Fisiógrafo y Biopac.

Al final de las prácticas correspondientes a cada Módulo, se lleva a cabo un Seminario de discusión dirigida, en donde además de abundar sobre el tema se

discute también su aplicación práctica. En éste Seminario se incluye la discusión de un Caso Clínico apropiado, sencillo y conciso; con esto, el alumno necesariamente deberá recurrir a las fuentes bibliográficas y a los conocimientos adquiridos con su práctica clínica. El objetivo de esto último es inducir al alumno a que haga la adecuada correlación interdisciplinaria de los conocimientos adquiridos.

Por último, para fomentar en los alumnos de ésta Carrera, el interés por la actualización de los conocimientos y como una forma de lograr ésta, en cada módulo se revisa una publicación (Revisión Bibliográfica), de reciente edición de algún tópico relacionado con el módulo correspondiente.

LOS AUTORES

PRESENTACION

En los módulos por Aparatos y Sistemas de Piel y Musculo-Esquelético, Respiratorio, Cardiovascular, Digestivo, Urinario, Nervioso, Sistema y Órganos de los Sentidos, y Endócrino; dará el fundamento fisiológico en la práctica de laboratorio correspondiente a la normalidad del ser humano.

OBJETIVO GENERAL

Se capacitará al alumno en el conocimiento fisiológico en la práctica de laboratorio y se fundamentará lo normal a través de la función por Aparatos y Sistemas, reforzándolo con el conocimiento teórico.

LABORATORIO DE FISIOLÓGIA. MÓDULO: PIEL Y MUSCULO ESQUELETICO

PRACTICA: EL FISIOGRAFO CPM

INTRODUCCIÓN

Es un instrumento por medio del cual se pueden registrar una gran variedad de eventos fisiológicos, tanto en animales como en el hombre.

Este aparato permite el registro de hasta cuatro variables Fisiológicas simultánea mente con la adecuada elección del resto del equipo. El registro simultáneo de diferentes fenómenos contemporáneos, facilita el análisis de cada uno de ellos y de las relaciones temporales que guardan entre sí. Las relaciones temporales de los fenómenos inscritos pueden conocerse gracias al mecanismo de avance del papel.

Otra característica importante del fisiógrafo es que se puede proyectar su registro una pantalla y que se le puede conectar en paralelo a otro fisiógrafo y así transmitir al segundo fisiógrafo, los registros que suceden en el primero.

DESCRIPCIÓN

Esta formado por cuatro canales, mas un accesorio a la derecha en donde se pude colocar una estimulador, respirador o un desfibrilador).

Presenta el botón de encendido general de color blanco (**RECORD**) que al presionarlo enciende un foco de color rojo ubicado en la parte superior de dicho botón. En la parte inferior del botón descrito se localiza el botón para proyección.

Cuenta con los siguientes dispositivos auxiliares: el selector de la velocidad del papel con 12 variables que van de (0.0025cms/seg. hasta 10 cms/seg.); la pluma reloj que presenta señales de: 1, 5, 30 y 60 segundo y que da marcas hacia abajo; observamos un tornillo que presenta esta marca (**r**) que es donde se coloca el cable de tierra, vemos también la polea de arrastre la cual al presionarla a la izquierda hace que avance el papel.

Observamos a la derecha y en la parte inferior a cinco plumas inscriptoras, las cuatro primeras corresponden a cada uno de los canales antes mencionados. La quinta pluma esta en relación con el reloj marcador y que da señales hacia abajo dependiendo de donde este el selector del tiempo (1, 5, 30 y 60 segundos); a nivel de la quinta pluma inscriptora aparece un botón rojo que es el marcador de eventos y que da señales hacia arriba.

COMPONENTES

Cada canal consta de un **TRANSDUCTOR, AMPLIFICADOR** y un **REPRODUCTOR EL AMPLIFICADOR Í 7070Î** es de acoplamiento directo y puede aumentar varias veces la magnitud de la señal eléctrica sin distorsionarla.

Presenta los siguientes controles y botones

- **CONTROL DE POSICIÓN**
Con este control seleccionamos la línea isoeléctrica o de trabajo, al girarlo hacia la derecha asciende al pluma inscriptora y al girarlo a la izquierda desciende.
- **PALANCA DE POLARIDAD**
Aparece en el centro y siempre debe de marcar hacia lo (+).
- **CONTROL DE FILTRO**

Presenta las siguientes señales: 10K, 100, 30, 10, 3 y 1. Este control regula el paso de la señal y al colocarlo en 10 K, significa que está abierto, el cual debemos de cerrar cuando recibimos una señal distorsionada haciéndolo girar hacia la izquierda.

- **CONTROL DE SENSIBILIDAD**

Presenta dos componentes el más grande se denomina **MACROMETRICO** el cual controla.

Además el amplificador presenta cuatro orificios; dos a la derecha (**MON È OUT** y **AUX È OUT**) que sirven para sacar la señal del fisiógrafo. Uno de los orificios de la izquierda (**AUX È IN**) se utiliza cuando se introduce una señal externa al canal.

El otro orificio de la izquierda presenta la señal **ADJ**, sirve para calibrar al amplificador a 3 cms., este procedimiento lo realiza el responsable del laboratorio, antes de la práctica.

Dependiendo del fenómeno en estudio el **AMPLIFICADOR** se acoplará a un **PREAMPLIFICADOR** o a un **TANSDUCTOR**.

EL PREAMPLIFICADOR TRANS, se usa cuando la variable es una señal Bio-eléctrica, por ejemplo la toma del electroencefalograma o del electrocardiograma.

EL TANSDUCTOR, se usa cuando registramos la %contracción muscular+, la %tensión Arterial %dos %movimientos respiratorios+, los %movimientos intestinales %etc. El traductor se conecta al animal experimental o al sujeto. Su función es convertir el tipo de energía dada en una señal eléctrica proporcional que pueda manejar el amplificador.

Cuando utilizemos un traductor es necesario acoplarlo al amplificador por medio de una **ACOPLADOR DE TANSDUCTORES (7173)** que por un lado acopla las resistencias del amplificador y del transductor, y por el otro, el acoplador de transductores proporciona el voltaje necesario para que funcione dicho transductor. Este voltaje se modifica con el control de balance.

EL REPRODUCTOR

Recibe la señal del amplificador y reproduce. Es el dispositivo que convierte la señal elaborada en alguna forma susceptible de ser recibida por los sentidos humanos. Y está representado por la plumilla inscriptora que se encuentra fija en un extremo de la bobina de un galvanómetro y conectada por medio de un tubo de polietileno a un tintero.

MANEJO DEL FISIÓGRAFO

GENERALIDADES

- 1.- Abra la puerta del chasis y saque el cable grueso de conexión y busque en la parte posterior del fisiógrafo el sitio de conexión y lleve el otro extremo del cable a la toma corriente.
- 2.- Saque el cable delgado que es el de **TIERRA**, y coloque su punta en el tornillo que presenta esta señal (), lleve el caimán a un tubo de agua.
- 3.- Presione el control del encendido general, el cual enciende el foco que se encuentra en la parte superior de dicho control.

- 4.- Coloque el papel y llévelo hasta la polea de control.
- 5.- Seleccione la velocidad del papel a.05cm/seg.
- 6.- Ascienda el porta tintero con todo y tintero en un 50% sobre el nivel del fisógrafo.
- 7.- Ejercer presión positiva sostenida en la bombilla del tintero y observe como fluye la tinta en el tubo de latex hasta que aparezca en la punta de la pluma inscriptora.

USO DEL MIÓGRAFO Í CÎ

1. Presione el botón **POWER** para encender el **Amplificador (7070)**.
2. Con el control de **POSICIÓN**, seleccione la línea de trabajo o línea basal, que generalmente se deja en la parte media.
3. Con la asesoría de su profesor, conecte el miógrafo %C+ al **TRANSDUCER COUPLER (7173)**.
4. Presione el botón **RECORD**, así conectará: el amplificador con el transductor y el reproductor.

BALANCE DEL CANAL

1. Gire el control del **MACROMETRICO** de **1000** a **500**, y así sucesivamente hasta llegar a **2**.
2. Si la pluma inscriptora se sale de línea basal escogida, regrésela con el control de **BALANCE** que se localiza en el **Transducer Coupler**.
3. Gire el control del **MACROMETRICO** de **2** a **5**, y así sucesivamente hasta llegar a **1000**. Si la pluma inscriptora se sale de la línea basal, regrésela con el control de **POSICIÓN** que se localiza en el Amplificador.

CALIBRACIÓN DEL MIÓGRAFO Í CÎ

Esta calibración está sujeta al fenómeno a estudiar, pongamos un ejemplo:

Necesitamos que 50 gramos tenga un desplazamiento de 2.5 centímetros.

1. Colocamos el juego de pesas con 50 g. en el gancho del miógrafo %C+ y observamos el desplazamiento de la pluma inscriptora. Si no se obtiene el desplazamiento escogido, retiramos el juego de pesas del gancho del miógrafo.
2. Giramos el **macrométrico** a 500 y colocamos nuevamente el juego de pesas en el gancho del miógrafo %C+ y observamos el desplazamiento de la **pluma inscriptora**. Si no se obtiene el desplazamiento escogido, retiramos el juego de pesas del gancho del miógrafo.
3. Giramos el **macrométrico** a 200 y repetimos el procedimiento anterior. Si no logramos el desplazamiento de 2.5 cms., continuamos girando el **macrométrico** a

100 a 50 a 20 de amplificación. En esta amplificación lo más probable es que cuando coloquemos el juego de pesas en el gancho del miógrafo %G+, el desplazamiento sea mayor a los 2.5 cms.

4. Entonces giramos el control del **MICROMETRICO**, éste control gira en sentido anti-horario y es de desplazamiento continuo de esta manera lo colocamos exactamente en donde de los 2.5 cms., corroboramos que al colocar el juego de pesas en el gancho del miógrafo %G+ de exactamente los 2.5 cms.

5. De esta manera tenemos ya **BALANCEADO** y **CALIBRADO**, nuestro canal y miógrafo %G+ respectivamente y podemos conectar el dispositivo de la práctica.

EL ARTE DE APAGAR EL FISIÓGRAFO

Una vez terminado de realizar todos los objetivos y variables de la práctica.

Proceda de siguiente manera:

1. Si utilizó el **MICROMETRICO** (es decir lo abrió). Es el primer control que debe usted de cerrar y para lograr esto gire el control en sentido del horario hasta que escuche un %G+.

2. Regrese el control del **MACROMETRICO** de la amplificación en donde realizó su práctica hasta la amplificación de 1000.

3. Presione el botón de **RECORD** para apagarlo.

4. Desconecte el cable de nueve vías del **Transducer Coupler**.

5. Presione el botón de **POWER** para apagarlo.

6. Con la tijera corte el hilo que conecta al dispositivo de la práctica con el miógrafo %G+.

7. Descienda el porta tintero con el tintero hasta el fondo. Ejercer presión negativa en la bombilla del tintero y observe como fluye la tinta desde la punta de la pluma inscriptora hasta el tintero, recuerde que **NO** debe de dejar tinta en el tubo de látex.

8. Presione el botón de encendido general y observe como se apaga el foco.

9. Retire los cables de conexión y tierra y guárdelos en el interior del chasis.

LABORATORIO DEL FISIOLÓGÍA

PRACTICA: ACTIVIDAD MECANICA MUSCULAR.

OBJETIVOS

El alumno:

1. Analizará la actividad mecánica del músculo esquelético.
2. Observará la respuesta al aumento de la tensión muscular.
3. Encontrará el umbral de excitación por estímulo directo al músculo.
4. Provocará una respuesta muscular simple y estudiará el conjunto de sus características.
5. Caracterizará el fenómeno de la escalera o treppe.
6. Buscará una respuesta muscular máxima.
7. Caracterizará la suma de contracciones.
8. Caracterizará la contracción tetánica o tétanos, tanto completo como incompleto.
9. Caracterizará la fatiga muscular.

LISTA DE MATERIAL POR EQUIPO

Descripción	Cantidad
FISIÓGRAFO	1
Soporte universal	1
Ajustador de tensión	1
Pesas de 100 grs.	1
Electrodos de aguja	2
Electrodos de vaina	2
Cable estimulador	1
Cable de 9 vías	1
Hilo delgado	15 cm.
Hilo grueso	40 cm.
Tabla para rana	1
Alfileres	2
Tachuelas	2
Rana	1
Miógrafo C	1
Estilete delgado	1
Estilete grueso	1
Ringer para rana	Variable
Algodón	Variable

PROCEDIMIENTO

ACTIVIDADES EN EL FISIÓGRAFO

- a) Se conecta el cable de tierra, de la Terminal del fisiógrafo a una llave del suministro del agua, o a un tubo el sistema de ventilación.
- b) Se conecta el fisiógrafo al contacto de suministro de corriente y se activa el botón de encendido general.
- c) Se coloca el papel, llevando el extremo libre hasta la polea de arrastre.
- d) Se purgan los tinteros, hasta que fluya una gota de tinta por la plumilla correspondiente al canal que se utiliza.
- e) Se enciende el amplificador del canal, con el botón power (botón rojo), y con el botón de posición se realiza una deflexión máxima y otra mínima que se identifica por un ascenso y descenso de la plumilla sobre el papel, y se establece una línea basal sobre el trazo grueso de éste.

CALIBRACIÓN DEL AMPLIFICADOR

- a) El botón macrométrico del amplificador se dirige hacia la izquierda donde indica 3cms, observando que la plumilla correspondiente se desplace 3 cm., hacia arriba, si esto no ocurre; utilizamos el desarmador en la entrada %ADJ+; gire hasta obtener la distancia requerida.
- b) Se regresa el botón macrométrico a 1000 y la plumilla debe recuperar la línea basal original, si esto no ocurre, corregir con el botón de posición.
- c) Regresar el botón macrométrico a 3 cm., si no ocurre así, deberá repetir los pasos, a, b y c, antes descritos.

BALANCE ACOPLADOR-TRANSDUCTOR

- a) Para iniciar esta operación se instala el miógrafo en el soporte universal con el cable de nueve vías hacia el canal de información (*transducer coupler*).
- b) Se inicia oprimiendo el botón blanco del amplificador.
- c) La plumilla correspondiente no debe moverse, si esto ocurre, se procede nuevamente al balance del canal.
- d) El botón macrométrico se gira hacia la derecha, cifra por cifra, de 1000 a 2 pausadamente, observando el desplazamiento de la plumilla, cada vez que ésta sea mayor de 1 cm., se recuperará la basal con botón de balance.
- e) Si al realizar la operación anterior se observa vibración de la plumilla, gire el botón del filtro en sentido antihorario hasta obtener su estabilidad.
- f) Después de llevar el indicador del botón macrométrico al número 2, se regresa pausadamente hasta llegar a 1000; si ocurre desplazamiento de la plumilla, se corregirá con el botón de posición.
- g) Al llegar a la cifra de 1000, se apaga y se enciende el botón blanco, con lo cual no deberá moverse la plumilla.

CALIBRACIÓN DEL TRANSDUCTOR

- a) Se calibra con un peso de 100 grs., los cuales deberán desplazar la plumilla 2 cm. Hacia arriba.
- b) Para lo anterior se emplea un gancho y pesas con un total de 100 grs.
- c) Se aplica el peso en el gancho del miógrafo, con lo cual la plumilla se desplazara un poco.
- d) Gire el botón macrométrico a la derecha, poco a poco, hasta lograr los 2cm.
- e) Si el desplazamiento rebasa los 2 cm., regrese y ajuste a 2 cm., con el micrométrico en sentido antihorario.
- f) Al retirar las pesas la plumilla debe volver a la línea basal, si no es así, use el botón de posición para ubicarla.

ACTIVIDADES EN LA RANA

LESIÓN ENCEFÁLICA

- a) Tomar a la rana con una toalla de papel para que ésta no resbale y colocarla sobre la palma de la mano que va a sujetarla, quedando la rana en decúbito ventral en relación con la palma: a continuación, se colocara su cabeza entre el dedo índice y medio, flexionando ésta en sentido ventral, de tal manera que forma un ángulo de 90 grados en relación con el cuerpo.
- b) Con el estilete duro se traza una línea imaginaria que pase por el plano sagital de la cabeza de la rana y otra en sentido transversal que pase por atrás de las membranas acústicas, y en el lugar donde se cruzan ambas, se introduce la punta del estilete unos 2 mm., aproximadamente, en sentido perpendicular a la cabeza.
- c) Posteriormente, manteniendo flexionada la cabeza de la rana, el estilete se dirige en sentido cefálico y perpendicular al cuerpo, penetrando en la cavidad craneal, para después realizar movimientos horizontales y verticales, con lo que logra la destrucción del encéfalo.

LESIÓN DE MEDULA ESPINAL

- a) El estilete delgado se introduce en el mismo orificio sólo que es ésta ocasión, en sentido caudal y perpendicular a la cabeza, introduciéndolo en el chasis la distancia necesaria para destruir la medula espinal.
- b) Ya desencefalizada, se coloca en decúbito ventral y se sujetan las cuatro extremidades a la tabla.
- c) Se disecciona la piel de la extremidad posterior de la rana.
- d) Se desinserta el músculo por su extremo distal y se sujeta con hilo delgado al gancho del miógrafo. La articulación de la rodilla se sujeta a la tabla con una tachuela.
- e) La superficie del músculo debe mantenerse húmeda con ringer para rana.

DINAMICA DE REGISTRO

- a) Para buscar el umbral por estímulo directo al músculo; el alumno utilizará electrodos de aguja o de alambre.
- b) Se introducen los electrodos al músculo en su tercio distal y proximal; se enciende la unidad estimuladora del fisiógrafo de donde proceden los electrodos y utilizando el mínimo de voltaje con estímulos simples y en forma progresiva se encontrará el umbral. La velocidad ideal del papel, es aquella que permita obtener un registro adecuado.
- c) Para encontrar respuesta máxima, se inicia en forma progresiva, hasta observar que aún cuando se incrementa el voltaje, no se modifica la amplitud de la respuesta.
- d) Para observar el fenómeno de la escalera, utilizamos un número de estímulos máximos con ritmo inferior a la frecuencia utilizada para el tétanos.
- e) Para observar las características de una respuesta simple, se recomienda utilizar un voltaje medio, entre el umbral y la respuesta máxima. Se aumentará la velocidad del papel para aumentar la longitud del registro del evento, lo suficiente para estudiar sus características.
- f) Para observar el efecto de la tensión muscular, el alumno utilizará el ajustador de tensión, considerando que cada vuelta del ajustador de tensión equivale a 5 cm. Al final de la prueba se eliminará el exceso de tensión.
- g) Para observar el fenómeno de tétanos, se utilizarán estímulos continuos con voltaje similar para respuesta máxima, aumentando la frecuencia.
- h) Cuando existen intervalos incompletos entre cada contracción muscular, se le denomina tétanos incompleto.
- i) La fatiga muscular se aprecia, si la estimulación tetánica se prolonga por tiempo suficiente para que ocurra el fenómeno.

LABORATORIO DEL FISIOLÓGIA

PRACTICA: TRANSMISION NEUROMUSCULAR.

OBJETIVOS

1. El alumno comprenderá los procesos de excitación y contracción muscular como resultado de acontecimientos bioquímicos y eléctricos que son conducidos por los nervios a los músculos.
2. El alumno encontrará el umbral por estimulación directa al nervio ciático de la rana y, demostrará en un registro gráfico de la actividad muscular una respuesta máxima.
3. El alumno analizará los fenómenos implícitos en la fatiga sinpática.
4. El alumno analizará los efectos de la Acetilcolina en la placa neuromuscular.
5. El alumno analizará el efecto de sustancias como el curare y prostigmina en la placa neuromuscular.

LISTA DE MATERIAL POR EQUIPO

DESCRIPCIÓN	CANTIDAD
Fisiógrafo	1
Miógrafo tipo C	1
Soporte universal	1
Ajustador de tensión	1
Juego de pesas de 100 gr.	1
Electrodos de aguja	2
Electrodos de vaina	2
Cable estimulador	1
Hilo delgado	15 cm
Hilo grueso	40 cm
Tabla para rana	1
Tachuelas	2
Rana	1
Cable de nueve vías	1
Estilete grueso	1
Estilete delgado	1
Varillas de vidrio de punta roma	2
Ringer para rana	Variable
Algodón	Variable
Toallas desechables	Variable
Segmento de tubo de hule látex	1 de 1 cm
Acetilcolina sol.	Variable
NaCl, PCl, CaCl, sol 1 mol.	Variable
Pipetas Pasteur	4
Psotigmina amp. 1 ml.	1 x gpo.
Jeringa desechable de 1 ml.	1

PROCEDIMIENTO

- a) Ver incisos de actividades en el fisiógrafo, calibración del amplificador, balance acoplador-transductor y calibración de transductor, en la práctica de actividad mecánica muscular.
- b) Ver instrucciones para destrucción del encéfalo de la rana en la práctica de transmisión del impulso en el corazón de la rana.
- c) Ver instrucciones para destrucción de la médula espinal en la práctica de transmisión del impulso en el corazón de la rana.
- d) Después de realizado lo anteriormente descrito, la rana se sujeta de sus cuatro extremidades y en decúbito dorsal a la tabla.
- e) Con tijeras, pinzas de disección y varillas de vidrio se disecciona el músculo gastrocnemio, se desinserta de su extremo distal y éste se sujeta con hilo delgado al gancho del miógrafo. En este tiempo se fija la articulación de la rodilla a la tabla por medio de una tachuela.
- f) Utilizando la pinza de disección y las varillas de vidrio se procede a diseccionar el nervio isquiático, situado profundamente en la región dorsal del muslo, se aísla de los tejidos adyacentes a través de unos trocitos de hule látex; lugar donde se colocarán los electrodos de vaina.
- g) Se recomienda mantener húmeda la superficie del nervio y del músculo con ringer para rana.

DINAMICA DE REGISTRO

1. La velocidad del papel será aquella que permita observar un registro adecuado.
2. Para encontrar el umbral realice lo siguiente:
 - a) Utilizar con el mínimo de voltaje, duración 2 mseg., frecuencia 2pps, estímulo simple.
 - b) Aumentar paulatinamente hasta encontrar el umbral.
3. Utilizando otro juego de electrodos se busca el umbral en el músculo y se establecen diferencias.
4. Para encontrar respuesta máxima, se estimula el nervio en forma progresiva hasta observar que el voltaje no modifica la amplitud de la respuesta.
5. Se deja un tiempo corto de reposo y se busca la respuesta máxima en el músculo para establecer una correlación.
6. Utilizando el voltaje de respuesta máxima y estímulos continuos durante el tiempo suficiente directamente al nervio se encontrará fatiga.
7. Utilizar el mismo voltaje y el mismo tiempo de estimulación directamente al músculo y establecer diferencias.
8. Para observar los efectos de la acetilcolina sobre la placa neuromuscular realizar los siguientes pasos:
 - a) Se registra una onda basal, se mide amplitud, duración y voltaje.
 - b) Se inyecta .1 ml de acetilcolina en el tercio inferior del músculo.
 - c) Se estimula el nervio con el voltaje basal, en forma simple o continua. Medir duración y amplitud de las ondas estableciendo diferencias.
 - d) Se deja un tiempo de reposo de 5 min., durante los cuales se lava el músculo por goteo.
9. Se utiliza el mismo procedimiento con las demás sustancias proporcionadas, considerar la utilización del músculo contralateral.

LABORATORIO DE FISILOGIA

PRACTICA: ELECTROMIOGRAMA EN EL HOMBRE

OBJETIVOS

El alumno:

- 1.- Analizará en un registro gráfico, la actividad eléctrica muscular.
- 2.- Caracterizará una contracción isométrica.
- 3.- Caracterizará una contracción isotónica.
- 4.- Caracterizará el fenómeno de carga libre.
- 5.- Caracterizará el fenómeno de carga ulterior.
- 6.- Identificará en un registro gráfico, la actividad eléctrica provocada por las contracciones de los músculos agonista y antagonista.

LISTA DE MATERIAL POR EQUIPO

Descripción	Cantidad
Fisiógrafo	1
Cable SC 13.	2
Electrodos de disco.	6
Soporte universal	2
Maskingtape	Variable
Pasta electrolítica	1 tubo.
Alcohol	50 ml.
Algodón	Variable
Bandas de goma	2

PROCEDIMIENTO

ACTIVIDADES EN EL FISIÓGRAFO

- a) Ver actividades en el fisiógrafo, y calibración del amplificador, en la práctica de actividad mecánica muscular.
- b) Calibración acoplador-amplificador:
 - Se utiliza un HI-GAIN COUPLER
 - Ganancia X 100.
 - Constante de tiempo 0.3.
 - Se conecta el cable SC 13 a la entrada del acoplador.
 - El interruptor del acoplador (INPUT) se baja hacia (off/cal.)
- c) Se oprime el botón blanco del amplificador.

- d) Se gira hacia la derecha el botón macro del amplificador, hacia donde indica 500. El interruptor de la izquierda del acoplador (cal) se dirige hacia donde indica (.1 mv.).
- f) Continúe girando el macro del amplificador hacia la derecha, hacia la siguiente cifra y dirija el interruptor (cal) hacia (.1 mv.), repitiendo este procedimiento tantas veces como sea necesario hasta que la plumilla se desplace 2.5 cm. En caso de interferencia en el registro, gire el botón del filtro del amplificador hacia la derecha, hasta que deje de vibrar la plumilla.
- g) Si la plumilla llegase al rebasar los 2.5 cm., gire el micro del amplificador hacia el lado izquierdo, hasta ajustar que .1 mv., desplace la plumilla los 2.5 cm.
- h) Cuando se inicia el registro se realizan los siguientes pasos:
El interruptor (*trace reset*) se dirige hacia abajo.
El interruptor (*INPUT*) se dirige hacia arriba (*on*).
El interruptor (*trace reset*) se libera.
Se activa la polea de arrastre.
- Nota: Si no se va a registrar en ese momento, apagar el botón blanco el amplificador.

ACTIVIDADES EN EL PACIENTE

Se utilizan de preferencia regiones musculares accesibles y voluminosas; puede ser la región branquial o la región del muslo.

Se limpia con alcohol la región donde se van a colocar los electrodos, para retirar el exceso de grasa de la piel.

Se aplica pasta electrolítica sobre el disco y la piel para asegurar una mayor conducción.

Se fijan los electrodos a la región con una banda de goma.

Es recomendable utilizar un electrodo en el tercio medio de la masa muscular y otro en el extremo distal, así como un tercero (tierra en la región del hombro).

DINAMICA DE REGISTRO

Se toma un registro basal antes de cada evento.

Cuando se registra la acción agonista y antagonista se utilizan dos canales, dos cables SC 13 y dos juegos de electrodos de disco, de la siguiente forma:

Dos electrodos en el músculo agonista.

Dos electrodos en el músculo antagonista.

Dos electrodos a tierra.

Para registrar una contracción isotónica, la tensión muscular se mantiene constante, y la longitud del músculo se modifica realizando un trabajo muscular.

Para registrar una contracción isométrica, el músculo se dispone de tal manera que no pueda acortarse, por la carga que se le aplica.

Carga libre: a un sujeto de pie, se le pide colocar su antebrazo en un Angulo de 90°, posteriormente se le aplica un peso de 5kg., aprox., en su mano y se le pide que levante o flexione la extremidad.

Carga ulterior: La extremidad del sujeto queda sobre una mesa, de tal manera que el bíceps esté relajado y todo el peso que se le aplique a la mano, recaiga sobre la mesa; posteriormente se le pide al paciente que flexione su extremidad.

NOTA.- Recordar que se debe registrar durante todo el evento.

LABORATORIO DE FISIOLÓGÍA. MÓDULO: RESPIRATORIO

PRACTICA: RESPIRATORIO (Parte A)

OBJETIVOS

- 1.- Analizar los procesos fisiológicos involucrados en la actividad mecánica respiratoria.
- 2.- Caracterizar los cambios que se presentan en las dimensiones torácicas y abdominales que ocurren durante los movimientos respiratorios.
- 3.- Analizar el efecto del aumento a disminución de la ventilación pulmonar, en la respiración.
- 4.- Caracterizar la prueba de eficiencia física llamada Escalón de Harvard.

MATERIAL DE LABORATORIO POR EQUIPO

Descripción	Cantidad
Cinta métrica	2
Regla de madera	1
Escuadra de madera	2
Cronómetro	1
Escalera o plataforma de 50 cm., de altura	1

PROCEDIMIENTO

- 1.- Determinar en un sujeto de pie en aparente reposo, el diámetro torácico, utilizando una cinta métrica al nivel de la tercera costilla.
- 2.- Utilizando cinta métrica al nivel de la tercera costilla, determinar diámetro torácico en inspiración profunda y en espiración profunda.
- 3.- Medir el diámetro transversal del tórax en reposo colocando las escuadras tangentes y perpendiculares al tórax, cerca de la región axilar. El desplazamiento transversal de las escuadras equivale al diámetro transversal y se mide con una regla o cinta métrica situada frente a los vértices de ambas escuadras.
- 4.- Utilizar el procedimiento anterior en Inspiración y Espiración profunda.

- 5.- Medir el diámetro ventro-dorsal del tórax en reposo colocando una escuadra tangente a la pared dorsal del tórax, y otra escuadra tangente a la pared ventral. El desplazamiento que tienen las escuadras en sentido ventro-dorsal.
- 6.- Utilizar el procedimiento anterior, ahora en inspiración y espiración profunda.
- 7.- Con una cinta métrica medir el diámetro abdominal en reposo y las modificaciones que este sufre durante la Inspiración y espiración profunda.
- 8.- Efecto de la ventilación pulmonar.
 - a) Cuantifique las respiraciones por minuto en un sujeto en estado de reposo.
 - b) Se le pide al sujeto que realice diez respiraciones profundas y consecutivas.
 - c) Cuantifique el tiempo que hay desde el final de la última espiración hasta el momento en que se presenta la primera inspiración.
- 9.- Prueba del Escalón de Harvard.
 - a) El sujeto que realiza la prueba deberá subir una escalera, plataforma, escalón o silla de 50 cms., de altura; 30 veces por minutos, durante 5 minutos en forma consecutiva.
 - b) Finalizando los 5 minutos de ejercicio continuo, se deja pasar un minuto y a continuación se toma el pulso radial o carotídeo durante 30 segundos; después, se toma nuevamente el pulso durante 30 segundos iniciando el segundo minuto y finalmente se toma nuevamente durante otros 30 segundos, iniciándola segundo minuto y finalmente se tomo nuevamente durante otros 30 segundos, iniciando al tercer minuto.
 - c) Para concluir realice las siguientes operaciones:

$$\text{Índice de Eficiencia física} = \frac{\text{duración del ejercicio en seg.} \times 100}{2 \text{ (}^3 \text{ de pulsaciones)}}$$

$$\text{E.F} = \frac{5 \times 60 \times 100}{2 \text{ (}^3 \text{ T1+T2+T3)}}$$

Donde T = número de pulsaciones en 30 segundos

Establecer el tiempo real de ejercicio en caso de presentar fatiga o molestias.

Valorar la eficiencia física de acuerdo a la siguiente escala:

< 55	=	Estado físico pobre
55 a 64	=	Promedio bajo
65 a 79	=	Promedio
80 a 89	=	Bueno
> 90	=	Excelente

LABORATORIO DE FISIOLÓGÍA

PRÁCTICA: RESPIRATORIO (Parte B)

MECANICA RESPIRATORIA (LECCION 8 Y 12 BIOPAC)

PRERREQUISITOS

- 1.- Defina el concepto de ventilación pulmonar (externa e interna).
- 2.- Defina el concepto de Hematosis.
- 3.- Defina el concepto de Mecánica Respiratoria.
- 4.- Mencione y analice los componentes: Estático y Dinámico de la Mecánica Resp.
- 5.- Mencione las fases y tiempo de duración de la ventilación pulmonar.
- 6.- Mencione las presiones que intervienen en la Mecánica Respiratoria.
- 7.- Mencione los músculos que intervienen en la Mecánica Respiratoria.
- 8.- Mencione los elementos óseos que intervienen en la Mecánica Respiratoria.

RESEÑA DEL BIOPAC STUDENT LAB

El Biopac Student Lab es una herramienta muy potente la cual le ayudará a aprender los conceptos básicos de la fisiología. Lo que el Biopac Student Lab realiza es único ya que da un paso más para que estés más cerca de los datos, ofreciéndote un feedback más inmediato y una visión momentánea de cómo trabaja tu fisiología. Esto es más que un programa de simulación o de conceptos e imágenes representadas en un libro. Estos datos son como una radiografía la cual te permite ver dentro de tu cuerpo para ver como trabaja.

DESARROLLO

El voluntario deberá desvestirse hasta la cintura y no ver el desarrollo de la práctica.

Conecte el Biopac a la computadora.

Encienda la computadora.

Se conecta en el canal 1 del Biopac el transductor **SS5LB**.

Se conecta en el canal 2 del Biopac el transductor **SS6L**.

Se enciende el Biopac (el botón se ubica atrás).

NOTA: El foco anterior **Power** se ilumina al instante, inmediatamente después el foco **Busy** empieza a parpadear y cuando deja de hacerlo, significa que la conexión esta lista.

El voluntario deberá estar sentado y relajado.

Coloque el **SS5LB** al alumno, por debajo de las axilas y por encima de los pezones, fíjelo y dele tensión en la **máxima espiración**.

Coloque el **SS6L** cuya punta debe quedar por debajo del orificio nasal, fíjelo con micro-poro.

De 2 click en el programa **BSL Lesson 3.7** y aparece la lista de las lecciones.

Escogemos la lección 8 con el ratón y damos click en **OK**.

Aparece una ventana en donde se debe poner el nombre del alumno.

Ponemos el nombre del alumno y damos click en **OK**.

Damos click en calibrar y esperamos **dos segundos** y realizamos una respiración profunda y el trazo se detiene solo.

A partir de este punto, iniciamos el desarrollo de la práctica dando **click en adquirir**.

Le pedimos al alumno que respire normal durante 15 segundos y **detenemos**.

Le pedimos al alumno que respire profundamente y rápido por la boca, durante 30 segundos y detenemos el registro.

Nuevamente registramos respiración normal durante 15 segundos y detenemos.

Ahora le pedimos realice hipoventilaciones lenta durante 30 segundos y detenemos.

Nuevamente registramos respiración normal durante 15 segundos y detenemos.

Le pedimos que realice el acto de toser fuerte y detenemos.

Finalmente le pedimos que efectúe una lectura en voz alta durante 60 segundos y detenemos.

Damos click en **listo**, y aparece una ventana en la cual damos click en **si**.

Aparece un submenú y escogemos **Analizar el archivo actual** y damos click en **ok**.

Las cuales se pueden superponer y separar.

Damos click en **Archivo** y escogemos **Propiedades ver**.

Aparece una ventana, si queremos mostrar cuadrícula o no y escogemos **mostrar** y damos click en **ok**. Finalmente vemos todos los eventos.

Seleccionamos al icono (**I**) y con el podemos seleccionar:

El ciclo respiratorio y su duración, la hiperventilación, la hipoventilación, la tos y la lectura.

Para terminar, nuevamente vamos al **archivo** y escogemos **salir**.

Aparece una ventana y damos click en **SI**.

Y salimos del programa.

Apagamos el Biopac.

Desconectamos el **SS5LLB Y SS6L**.

Apagamos la computadora.

VOLUMENES Y CAPACIDADES

PRERREQUISITOS

- 1.- Defina el concepto qué es volumen respiratorio.
- 2.- Defina cuántos volúmenes existen y a cuánto equivalen cada uno.
- 3.- Defina el concepto qué es capacidad pulmonar.
- 4.- Defina cuántas capacidades existen y a cuánto equivalen cada una.
- 5.- Mencione como se lleva a cabo la regulación de la respiración.
- 6.- Mencione como se lleva a cabo la regulación química de la respiración.
- 7.- Mencione la frecuencia respiratoria en la edad: infantil, adulto y vejez.
- 8.- Mencione 6 condiciones fisiológicas que modifican los volúmenes pulmonares.

DESARROLLO

El voluntario deberá estar sentado y no ver el desarrollo de la práctica.

Conecte el Biopac a la computadora.

Encienda la computadora.

Se conecta en el canal **1** del Biopac el transductor **SS11LA**.

Muestre y proporcione el filtro bacteriológico.

Muestre y proporcione la pieza bucal.

Muestre y proporcione la pinza de nariz.

Se enciende el Biopac (el botón se ubica atrás).

NOTA: el foco anterior **Power** se ilumina al instante, inmediatamente después el foco **Busy** empieza a parpadear y cuando deja de hacerlo, significa que la conexión esta lista.

Se coloca el filtro bacteriológico del lado del transductor **SS11LA** donde dice **INTEL**.

Dar 2 click en **BSL È Lesson 3.7** y aparece la lista de las lecciones.

Escogemos la lección **12** (Función pulmonar) y damos click en **OK**.

Aparece una ventana en donde se debe poner el nombre del alumno voluntario.

Ponemos el nombre del alumno y damos click en **OK**.

Colocamos la jeringa **AFT6** al transductor **SS11LA** y mantenemos esta unión recta y fija

Damos click en calibración.

Aparece una ventana en donde nos aclara que **NO** se debe realizar otra actividad, más que calibrar y damos click en **OK**.

Damos click en calibración y jalamos el embolo de la jeringa hasta el extremo distal.

Aparece la segunda parte de la calibración:

Empezando así: empujamos el embolo a la parte inicial de la jeringa (utilizando 1 segundo) dejamos pasar 2 segundos y jalamos el embolo de la jeringa hasta el extremo distal. Este procedimiento lo realizamos 5 veces.

NOTA: la primera señal de calibración debe ser hacia abajo (lo que indica que está bien).

Retiramos la jeringa y colocamos la pieza bucal al **transductor SS11LA**.

Dejamos que el alumno respire a través de la pieza bucal (se adapte) y colocamos la pinza nasal.

Damos click en **Adquirir**.

Le pedimos que respire 3 veces normal, que realice una inspiración profunda, que nuevamente respire 3 veces normal, que realice una espiración profunda y nuevamente que respire normal, sin detener el registro.

Damos click en **Listo** y aparece una ventana que pregunta, que se ha realizado la adquisición damos click en **SI**.

Aparee una ventana en la cual escogemos **Analizar el actual archivo**, damos clik en **OK**.

En esta parte podemos superponer y separar la gráfica de flujo más volumen.

Utilizando en icono (I) podemos señalar: el volumen de ventilación pulmonar, el volumen de reserva inspiratorio, volumen de reserva espiratorio, la capacidad inspiratoria y la capacidad vital.

Damos click en **Archivo** y aparece una ventana que dice que si queremos mostrar cuadrícula en donde damos click en **mostrar** y aparece las imágenes obtenidas con papel graficado.

Utilizando este papel graficado podemos medir los volúmenes y capacidades antes registrados.

Nuevamente damos clic en **Archivo** y en la ventana que aparece seleccionamos **Salir**.

Aparece una ventana que dice ¿qué si deseamos guardar los cambios?, escogemos **No**.

Salimos del programa.

Apagamos el Biopac.

Desconectamos el transductor **SS11LA**.

Apagamos la computadora.

LABORATORIO DE FISILOGIA. MÓDULO CARDIOVASCULAR

PRACTICA: TRANSMISIÓN DEL IMPULSO EN EL CORAZON DE LA RANA

OBJETIVOS:

- 1.- Demostrar la influencia del marcapaso en la actividad del corazón.
- 2.- Demostrar el automatismo del tejido cardiaco.
- 3.- demostrar el efecto de las modificaciones de temperatura en la actividad del corazón.

MATERIAL DE LABORATORIO POR EQUIPO

	DESCRIPCION	CANTIDAD
1	RANA	..1
2	TABLA PARA RANA	.1
3	ESTILETE GRUESO	..1
4	ESTILETE DELGADO	...1
5	VARILLA DE VIDRIO CON PUNTA ROMA	6
6	VASO DE PRECIPITADOS DE 1,000 MI	1
7	VASO DE PRECIPITADOS DE 5,000 MI	1
8	VASO DE PRECIPITADOS DE 100 MI	2
9	PINZAS DE DISECCIÓN CON DIENTES	..1
10	TIJERAS DE DISECCIÓN	1
11	HILO GRUESO	.VARIABLE
12	ALGODÓN	.VARIABLE
13	TOALLAS DE PAPEL	4
14	CAJA DE PETRI	.1
15	RELOJ CON SEGUNDERO O CRONOMETRO	1
16	TERMOMETRO	..1
17	MASKING-TAPEVARIABLE
18	HIELO	.VARIABLE
19	PARILLA ELECTRICA	...1
20	RINGER PARA RANA	..30 MI.

PROCEDIMIENTO

Estas medidas, son tomadas para evitar el sufrimiento del animal y para liberar al corazón de la influencia del sistema nervioso.

1.- DESTRUCCIÓN DEL ENCEFALO DE LA RANA

- a) Toma a la rana con una toalla de papel para que ésta no resbale y colocarla en decúbito ventral sobre la palma de una mano, tomando su cabeza entre los dedos índice y medio, flexionándola en sentido ventral, de tal forma que forme un ángulo de 85-90 grados con relación al cuerpo.
- b) Con el estilete grueso se traza una línea imaginaria que pase por el plano sagital de la cabeza de la rana y otra en sentido transversal que pase por atrás de las membranas acústicas y en el lugar en donde se cruzan estas líneas, se introduce el estilete unos dos centímetros aproximadamente, en sentido perpendicular a la cabeza.
- c) Manteniendo flexionada la cabeza de la rana, el estilete se dirige en sentido cefálico, penetrando en la cavidad craneana para después realizar movimientos horizontales y verticales, con lo que se logra la destrucción del encéfalo.

2.- DESTRUCCIÓN DE LA MEDULA ESPINAL

El estilete delgado se introduce en el mismo orificio, solo que en esta ocasión, sentido caudal, para penetrar en el canal raquídeo y destruir la médula espinal.

3.- DISECCIÓN

- a) Sujetar las extremidades de la rana a la tabla, quedando ésta en decúbito dorsal.
- b) Con las tijeras y pinzas de disección, se realiza un corte longitudinal en el tórax de la rana, así como dos transversales, uno superior y otro inferior, para poner al descubierto a la cavidad torácica. Hecho esto, mantén húmeda la superficie del corazón con la solución de ringer.

4.- PROCEDIMIENTO

- a) Identifica el seno venoso, tomando el ápex cardiaco con las pinzas de disección y dirigiéndolo hacia arriba y atrás. Este se observa como una zona más oscura.
- b) Cuantifica la frecuencia cardiaca in situ, tanto en atrios como en ventrículo.
- c) Utiliza las varillas de vidrio previamente colocadas en un vaso de precipitados con hielo, aplicándolas durante un minuto al seno venoso, al ventrículo y a los atrios, cuantificando la frecuencia cardiaca en cada paso.
- d) Realiza el procedimiento anterior, esta vez utilizando calor.
- e) Diseca al corazón y colócalo en una caja de petri con ringer a temperatura ambiente y cuantifica su frecuencia.
- f) Con tijeras o con bisturí, separa los atrios del ventrículo y cuantifica la frecuencia de ambos por separado.
- g) Con tijeras o con bisturí, separa el atrio derecho del atrio izquierdo y cuantifica la frecuencia en ambos.

LABORATORIO DE FISILOGIA

PRACTICA: CICLO CARDIACO EN EL CORAZON DE LA RANA

OBJETIVOS:

- 1.- Registrar gráficamente la actividad mecánica del corazón durante el ciclo cardiaco.
- 2.- Correlacionar el registro con la actividad atrial y ventricular.
- 3.- Comprobar en el registro, la acción de los mediadores químicos del sistema nervioso simpático y del parasimpático en la actividad mecánica del corazón.
- 4.- Comprobar en el registro, las modificaciones en la actividad mecánica del corazón, en respuesta al incremento de iones de sodio, potasio y calcio.
- 5.- Inferir los procesos fisiológicos que se llevan a cabo en cada uno de los puntos anteriores.

MATERIAL DE LABORATORIO POR EQUIPO

	DESCRIPCIÓN	CANTIDAD
1	Fisiógrafo	1
2	Miógrafo tipo A	2
3	Desarmador de ajuste del amplificador	1
4	Cable de nueve vías	2
5	Soporte universal	2
6	Ajustador de tensión	2
7	Rana	1
8	Tabla para rana	1
9	Hilo delgado	40 cms
10	Hilo grueso	80 cms
11	Estilete grueso	1
12	Estilete delgado	1
13	Varillas de vidrio con punta roma	2
14	Pinza cardiográfica	1
15	Tijeras	1
16	Pinzas de disección	1
17	Algodón	Variable
18	Toallas de papel	Variable
19	Ringer	Variable
20	Adrenalina	Variable
21	Acetilcolina	Variable
22	Cloruro de sodio	Variable
23	Cloruro de potasio	Variable
24	Cloruro de calcio	variable

PROCEDIMIENTO

ACTIVIDADES EN LA RANA

- 1.- Desencefaliza a la rana como en la práctica anterior.
- 2.- Destruye la médula espinal.
- 3.- Sujeta las extremidades de la rana a la tabla, colocándola en decúbito dorsal.
- 4.- Con las tijeras y pinzas de disección, realiza un corte longitudinal en el tórax de la rana, así como dos transversales, uno superior y otro inferior, para poner al descubierto al corazón. Hecho esto, mantén húmeda la superficie del corazón con la solución de ringer.
- 5.- Utilizando una pinza cardiográfica atada al cabo de un hilo delgado, pinza la punta del ventrículo. El cabo distal del hilo, se atará al miógrafo A, previamente fijo al tensiómetro.
- 6.- Utilizando otra pinza cardiográfica atada a un hilo delgado, pinza el atrio derecho. El cabo distal del hilo, se atará al otro miógrafo A, que previamente se fijará también a otro tensiómetro, procurando que ambos se encuentren a una altura y posición similares.

DISPOSITIVO DE REGISTRO

- 1.- En los soportes universales se colocarán los tensiómetros y en cada uno de ellos, se fijará un miógrafo A, en forma perpendicular, a cada uno de ellos, se atará el cabo distal de cada una de las pinzas cardiográfica, procurando que se encuentren a ambos lados de la tabla con el fin de que el hilo se encuentre vertical.
- 2.- Se conectan los cables de nueve vías a cada uno de los miógrafos y al respectivo acoplador del fisiógrafo.

ACTIVIDADES EN EL FISIOGRAFO

- 1.- Se conecta el fisiógrafo a la red de suministro de corriente general, cuidando de conectar adecuadamente el cable de tierra; se coloca el papel de registro y se lleva hasta la polea de arrastre; se purgan los tinteros correspondientes a los canales que van a utilizarse, así como el del marcador de eventos.
- 2.- Se pone el botón de encendido general en la posición de encendido y se oprime el botón rojo de cada canal.
- 3.- Con el botón de posición, se realiza una deflexión máxima y otra mínima, que se identifican por un ascenso y descenso de la plumilla de registro sobre el papel (dos veces); se establece a continuación una línea basal sobre el papel, utilizando un trazo grueso del mismo.

Calibración del amplificador

- 4.- El botón *macro* del amplificador se dirige hacia la izquierda, donde se indica 3 cms., si la plumilla correspondiente se desplaza 3 cms, se continuará con el siguiente paso. De no ser así, utilizando el desarmador sobre la entrada *DJ 3 cms* se girará para compensar en la plumilla la distancia requerida.
- 5.- Se regresa el botón macro al 1000 y la plumilla debe recuperar la línea basal original, de no ser así se corregirá con el botón de posición.

Balance Acoplador Æ Transductor

- 6.- Se inicia oprimiendo el botón blanco. La plumilla correspondiente no deberá moverse, si esto es así, se procederá al balance del canal de la siguiente manera:
- 7.- El botón *macro* se gira a la derecha, cifra por cifra (de 1000 hasta 2), observando los desplazamientos de la plumilla. Cada vez que el desplazamiento sea mayor de 1 cm, se recuperará la basal con el botón de *balance*. Si durante esta operación se observa vibración de la plumilla, deberás girar el botón de *filtro* en sentido contrario al de las manecillas del reloj, hasta obtener la estabilización de la plumilla.
- 8.- Una vez llegado el botón de *macro* hasta la cifra de 2, se regresa pausadamente hasta el 1000. Si ocurre un desplazamiento de la plumilla, se corrige con el botón de *posición*.
- 9.- Al llegar a la cifra de 1000, se apaga y se enciende el botón blanco, con lo que la plumilla no deberá moverse.
- 10.- Probar el funcionamiento del miógrafo A, girando el macro a 50, tirando ligeramente del hilo atado sobre el gancho de miógrafo. La plumilla deberá registrar este evento.

DINAMICA DE REGISTRO DE LAS VARIABLES

- 11.- Una vez realizados los pasos anteriores, se procede a registrar, dándole al papel una velocidad de 0.5 a 1 cm por segundo; se dan señales de tiempo de 1 por seg.; se enciende el botón blanco y se da la amplitud necesaria con el botón macro del amplificador.
- 12.- Si no se obtiene un registro adecuado, se deberá ajustar la tensión o dar mas amplitud con el botón de macro.
- 13.- Se obtendrá un registro basal de la actividad del corazón.

Aplicación de las sustancias

- 14.- Al aplicar alguna de las sustancias proporcionadas, se llevara a cabo lo siguiente:
 - a) Se indicará en el registro con el marcador de eventos.

b) Se registrará durante un minuto el efecto de esta sustancia.

c) Se lavará el corazón con ringer, dándole un tiempo de recuperación cuando menos de un minuto.

d) Se obtendrá un nuevo registro basal.

e) Se procederá a utilizar otra sustancia, siguiendo de nuevo los pasos anteriores.

15.- Se utilizarán; adrenalina, acetilcolina, cloruro de sodio, cloruro de potasio y cloruro de calcio.

16.- El orden de utilización dependerá del planteamiento de tus hipótesis.

Fin del registro

17.- Una vez realizado el registro de las variables descritas anteriormente, todos los botones se regresan a su posición original y los botones de encendido se apagan en orden inverso al que fueron encendidos.

LABORATORIO DE FISIOLOGIA

PRACTICA: ELECTROCARDIOGRAFIA PARTE I (LECCION 5 BIOPAC)

El electrocardiograma se obtiene usando un *electrocardiógrafo* que es capaz de recoger los potenciales eléctricos del corazón en distintas localizaciones de la superficie corporal al colocar electrodos en sitios pre establecidos.

PRERREQUISITOS

- 1.- Investigue cuántas derivaciones tiene un electrocardiograma.
- 2.- Investigue cuántas: ondas, segmentos e intervalos comprende un trazo electrocardiográfico.
- 3.- Investigue como se debe de interpretar un electrocardiograma.

OBJETIVOS:

Identifique los eventos eléctricos del corazón.

Correlacione los eventos eléctricos del electrocardiograma con los eventos mecánicos que ocurren en el ciclo cardíaco.

Observe los cambios en posición y frecuencia de su trazo electrocardiográfico asociados a los cambios de: posición . respiración y ejercicio.

DESARROLLO

El voluntario deberá descubrirse ambos tobillos sin necesidad de quitarse los zapatos, así como su muñeca derecha y que se retire los objetos metálicos.

Le pedimos al voluntario que tome la posición de decúbito supino y se relaje, 5 minutos antes de iniciar el registro.

Le colocamos los electrodos desechables.

Conectamos los electrodos (**SS 2L**) en el canal **2** del Biopac y los cables de los electrodos en el siguiente orden:

Cable blanco en la muñeca derecha

Cable negro en el tobillo derecho

Cable rojo en el tobillo izquierdo

El registro que observaremos corresponde a la Derivación II.

Se enciende la computadora.

Se enciende el Biopac (recuerde que el botón se ubica atrás).

De 2 clic en el programa **BSL LESSON 3.7** y aparece la lista de las lecciones.

Escogemos la lección 5 con el ratón y damos clic en **OK**.

Aparece una ventana en donde se debe de poner el nombre del voluntario, ponemos su nombre y damos clic en **OK** y aparece la imagen de **Calibración**.

Damos clic en **Calibración** esta se detendrá en 8 segundos.

INICIO DE LA ACTIVIDAD PRÁCTICA

A.- Con el voluntario en decúbito supino, damos clic en **adquirir** y registramos por 20 segundos al cumplirse el tiempo se suspende o detenemos el registro.

B.- Le pedimos al voluntario que se siente en una silla y que se relaje, cuando ya esté bien acomodado y relajado, damos clic en **adquirir** y registramos por 20 segundos al cumplirse ese tiempo detenemos el registro.

C.- Le pedimos al voluntario que realice 5 ciclos respiratorios, cuya inspiración y espiración deben de ser prolongadas, lentas y profundas. Además antes de que inicie su inspiración y espiración debemos de marcar el inicio de la mismas utilizando la **TECLA F 9**. Al terminar los 5 ciclos detenemos el registro.

D.- Le pedimos al voluntario que realice 50 sentadillas, al terminar estas que se siente y cuando haya tomado esta posición, registramos durante 60 segundos dando clic en **adquirir**, al cumplirse el tiempo detenemos el registro.

E.- Al terminar las 4 variables damos clic en **listo** y luego en **Revisión de datos guardados**.

Debemos de ampliar la imagen de la primera variable para analizar el registro.

Al terminar vamos al **archivo** y escogemos **salir**.

Aparece una ventana y damos clic en **SI**.

Salimos del programa.

Apagamos el Biopac.

Desconectamos el **SS 2L**.

Apagamos la computadora.

PRACTICA: ELECTROCARDIOGRAFIA PARTE II (LECCION 6 BIOPAC)

La actividad eléctrica del corazón en cualquier instante puede ser representado por un vector o eje eléctrico del corazón que corresponde a suma de todas las fuerza ventriculares que se generan durante la despolarización ventricular. En el electrocardiograma está representado por el complejo QRS.

PRERREQUISITOS

- 1.- Cuántos vectores constituyen al complejo QRS.
- 2.- En que plano se utiliza el sistema hexaxial.
- 3.- Cuantas derivaciones necesita el sistema hexaxial para poderse aplicar.

OBJETIVOS:

Hacer un registro de electrocardiograma en derivación II y III en posición de: reposo . sentado . en inspiración y espiración profunda

Obtener la derivación II.

Obtener el eje eléctrico medio del complejo QRS, utilizando un método.

DESARROLLO

El voluntario deberá descubrirse ambos tobillos sin necesidad de quitarse los zapatos, así como sus muñecas y que se retire los objetos metálicos.

Le pedimos al voluntario que tome la posición de decúbito supino y se relaje, 5 minutos antes de que inicie el registro.

Le colocamos los electrodos desechables.

Conectamos un juego de electrodos **SS 2L** en el canal **1** y otro juego en el canal **3**.

Los cables del canal **1** en este orden:
Cable blanco en muñeca derecha.
Cable negro en tobillo derecho.
Cable rojo en muñeca izquierda.

Los cables del canal **3** en este orden:
Cable blanco en muñeca izquierda.
Cable negro en tobillo derecho.
Cable rojo en tobillo izquierdo.

El registro que obtendremos corresponde a las derivaciones I y III.

Se enciende la computadora.

Se enciende el Biopac (el botón se ubica atrás).

De 2 clic en el programa **BSL LESSON 3.7** y aparece la lista de las lecciones.

Escogemos la lección 6 con el ratón y damos clic en **OK**.

Aparece una ventana en donde se debe de poner el nombre del voluntario, ponemos su nombre y damos clic en **OK** y aparece la imagen de **Calibración**.

Damos clic en **Calibración** esta se detendrá en 8 segundos.

INICIO DE LA ACTIVIDAD PRÁCTICA

NOTA: debemos de detener el registro después de cada variable.

A.- Con el voluntario en decúbito supino damos clic en **adquirir** y registramos por 20 segundos al cumplirse el tiempo se suspende o detenemos el registro.

B.- Le pedimos al voluntario que se siente en una silla y que se relaje, cuando ya esté bien acomodado y relajado, damos clic en **adquirir** y registramos por 10 segundos al cumplirse ese tiempo detenemos el registro.

C.- Le pedimos al voluntario que respire de la siguiente forma: que inspire y espire (**lento y largo**), durante 20 segundos. Antes de que inicie esta forma de respirar debemos de marcar el inicio de las mismas utilizando la **tecla F 9**.

D.- Al terminar el registro damos clic en **listo** y aparecen las tres variables.

En la lectura de los datos, tenemos ampliar la imagen para observar si la onda **%R+** es (+) ó (-).

LABORATORIO DE FISILOGIA

PRACTICA: EXPLORACIÓN DE ÁREA PRECORDIAL, TÉCNICA DE LAS TENSIONES ARTERIA Y VENOSA, ASÍ COMO EL EXPERIMENTO DE HARVEY.

O B J E T I V O S :

- 1.- Analizar algunas de las funciones de regulación del sistema cardiovascular.
- 2.- Enunciar y aplicar las técnicas para la exploración del área precordial.
- 3.- Enunciar y aplicar la técnica de la toma de la tensión arterial.
- 4.- Enunciar y aplicar la técnica para la toma de la tensión venosa.
- 5.- Caracterizar el Experimento de Harvey.
- 6.- Inferir los procesos fisiológicos involucrados en cada uno de los eventos.

LISTA DE MATERIAL POR EQUIPO

Descripción	Cantidad
Estetoscopio	3
Esfingomanómetro	3
Regla de madera 45 cm	2
Tubo de hule látex	30 cm

PROCEDIMIENTOS

- 1.- Observar las características del tórax, en especial de la región precordial.
- 2.- Palpación:
Detectar por palpación, el choque de la punta:
Se coloca al paciente en posición de sentado y por palpación se busca en el quinto espacio intercostal y línea medio claviclar izquierda, el choque de la punta del corazón: se puede flexionar centralmente al paciente para facilitar esta maniobra.
- 3.- Percusión:
Esta maniobra se utiliza para determinar por percusión, el área cardiaca.

- 4.- Auscultación:
- Con el estetoscopio, se localizan los cuatro puntos principales de auscultación de la región precordial:
- Foco aórtico: Se localiza en el segundo espacio intercostal, línea paraesternal izquierda.
 - Foco pulmonar: Localizado en el segundo espacio intercostal, línea paraesternal izquierda.
 - Foco mitral: Quinto espacio intercostal, línea medio clavicular izquierda.
 - Foco tricuspídeo: Base del apéndice xifoides.
- 5.- En cada uno de estos focos, el alumno escuchará el primer ruido como un $\%um+$ y el segundo como un $\%ac+$. Se puede considerar que el primer ruido coincide con el pulso.

TÉCNICA PARA LA TOMA DE LA TENSIÓN ARTERIAL

- Se utiliza un esfigmomanómetro de mercurio y un estetoscopio.
- Se coloca el manguito del esfigmomanómetro alrededor del brazo, teniendo el cuidado de que se ajuste firmemente; para tomar la tensión arterial en las extremis inferiores usar un manguito más grande, y para tomarla en niños utilizar uno más pequeño. Recordar que los cables que van al manguito deberán quedar hacia abajo y hacia fuera del brazo.
- Por medio de la palpación se busca el pulso arterial a nivel del pliegue del codo, en la unión del tercio medial con el medio, lugar donde se colocará la cápsula del estetoscopio.
- Se cierra la válvula que se encuentra a un lado de perilla de insuflación.
- Se insufla el manguito a una presión superior a la sistólica normal. P. ej. 150 y/o 180 mmHg.
- Se coloca la cápsula del estetoscopio en el lugar ya mencionado.
- Se abre lentamente la válvula de la perilla de insuflación, hasta que se empieza a escuchar un ruido a través del estetoscopio, él cual equivale a la presión sistólica indicada en la columna de mercurio. Si continuamos abriendo la válvula de la perilla, llegará el momento en que se dejará de escuchar el ruido, el inicio de este silencio equivale a tensión diastólica, por ejemplo; si el ruido se comienza a escuchar cuando la columna de mercurio marca 120, y el ruido se deja de escuchar cuando la columna marca 80, nuestro paciente tendrá una T.A. de 120/80.

Observación: Detectar cambio de tono para la presión diastólica.

Una vez concluido el procedimiento se abre totalmente la válvula de la perilla, con el objeto de que salga todo el aire del manguito, para que este se pueda guardar en su estuche respectivo.

PALPACIÓN DEL PULSO ARTERIAL

Pulso Radial: Se toma la mano del paciente con la palma hacia arriba colocar los dedos índice y medio la arteria radial en el extremo distal de la cara anterior del antebrazo, ejerciendo discreta presión sobre ella; con esto deberá palpase adecuadamente el pulso de la arteria así como sus características de :

- a) Frecuencia
- b) Amplitud
- c) Ritmo
- d) Tipo de onda

Utilizando la misma técnica es posible palpar el pulso en las arterias carótidas, humeral, femoral, poplítea y pedia.

EXPERIMENTO DE HARVEY

- 1.- Utilizar la extremidad superior de un voluntario.
- 2.- Se coloca una ligadura (tubo de hule látex) en el extremo inferior del brazo, a unos 3 o 4 cm por arriba del pliegue del codo, ejerciendo la presión suficiente para disminuir el retorno venoso
- 3.- Se pide al paciente que cierre y abra la mano unas 10 veces consecutivas, para favorecer de esta forma el retorno venoso del antebrazo.
- 4.- Una vez que se encuentren suficientemente ingurgitadas dichas venas, se localizan las válvulas venosas, las cuales se observan como nodulaciones a lo largo del trayecto venoso.
- 5.- El Explorador comprimirá con el pulgar de la mano izquierda la porción proximal de un trayecto venoso con la finalidad de impedir el paso de la sangre en la vena que estamos explorando. Se desliza el pulgar de la mano derecha de la porción distal a la proximal sobre el vaso, ejerciendo presión suficiente hasta desalojar completamente el contenido del vaso.
- 6.- Anote sus observaciones.

PRUEBA PARA TOMAR LA TENSIÓN VENOSA

- 1.- Se coloca al sujeto en decúbito dorsal.
- 2.- Se le pide que levante la extremidad superior, hasta que dejen de hacerse aparentes los trayectos venosos de la extremidad.
- 3.- Se mide con una regla de distancia que hay desde el lugar donde dejó de hacerse aparente el trayecto venoso hasta la parte media de la cadera en su cara lateral.

Aplicar la siguiente fórmula para obtener la tensión venosa en mm de Hg.

Distancia en cm \div 13.6 = T.V en mm Hg.

LABORATORIO DE FISILOGIA

PRACTICA: SANGRE (PARTE I)

Hematocrito, Grupos sanguíneos, Coagulación, Crenación y Cromatolisis

OBJETIVOS :

- Analizar algunas de las características de la sangre.
- Caracterizar qué es el hematocrito y cuál es la metodología para realizar esta prueba e interpretarla.
- Analizar qué es la velocidad de eritro-sedimentación, cuál es el procedimiento para realizar esta prueba y cuál es su interpretación.
- Discriminar el resultado de la exposición de eritrocitos a soluciones hipertónicas, hipotónicas e isotónicas.
- Discriminar las características de los grupos sanguíneos, realizando los procedimientos que se siguen para elaborar esta prueba y hacer su interpretación.

MATERIAL DE LABORATORIO POR EQUIPO

Descripción	Cantidad
Tubos de Wintrobe	2
Pipetas Pasteur largas con bulbo de hule	2
Tubo cónico de 15 ml con alambre de cobre y tapón	1
Tubos de ensaye de 10 X 10	5
Tubos de ensaye de 10 X 10 con E:D:T:A:	2
Tubo de ensaye de 10 X 10 con Oxalato de Potasio	1
Tubos de ensaye de 10 X 10 con Oxalato de Sodio	1
Tubos de ensaye de 10 X 10 con Heparina	1
Placa excavada	1
Vaso de precipitados de 50 ml con agua destilada	1
Vaso de precipitados de 100 ml con:	
Portaobjetos	2
Tubos capilares	2
Lancetas estériles	7
Alfileres	3
Papel filtro	Un trozo
Aplicadores de madera	3
Sierra para ampollitas	1
Jeringas de 10 ml	2
Jeringas de 5 ml	2
Ligadura de látex	1
Baumanómetro	1
Juego de antisueros: Anti A, Anti B, Anti D.	1
Tubo de ensaye con sol hipotónica	1
Tubo de ensaye con sol isotónica	1
Tubo de ensaye con sol hipertónica	1

Para todo el grupo:
Un baño maría
Una centrífuga clínica

PROCEDIMIENTO

- 1.- Se necesitan 5 ml de sangre para realizar esta prueba.
- 2.- Para obtener la sangre se realiza lo siguiente: Se coloca la ligadura en el tercio inferior de un brazo; inmediatamente se aprecia ingurgitación de las venas del antebrazo; con la jeringa preparada con el bisel hacia arriba, se introduce la aguja en la vena del pliegue del codo (vena mediana), succionando lentamente; después de obtener los 5 ml de sangre se retira la ligadura, hacemos un poco de presión con la torunda alcoholada, retiramos la aguja y seguimos presionando con la torunda, en el sitio de la punción. Se retira la aguja de la jeringa y se vacía la sangre en un tubo preparado previamente.
- 3.- En un tubo de ensayo con E.D.T.A., se deposita la sangre extraída.
- 4.- De los 5 ml de sangre:
 - 1 ml se emplea para el hematocrito.
 - 1 ml para cuantificar velocidad de eritrosedimentación.
 - 1 ml agregar a la solución isotónica.
 - 1 ml agregar a la solución hipertónica.
 - 1 ml agregar a la solución hipotónica.
5. Utilizando la pipeta Pasteur se coloca 1 ml de sangre en un tubo para hematocrito, procurando llenarlo de la profundidad a la superficie para evitar la formación de burbujas. Se marca el tubo y se introduce a la centrifuga, se procesa a 3000 revoluciones, por minuto, durante 20 minutos. Se saca el tubo de la centrifuga y se lee el resultado.
- 6.- En otro tubo para hematocrito se coloca un milímetro de sangre y se fija a la pared con masking tape y se lee a la hora.
- 7.- En tres tubos de ensayo se coloca 1 ml de sangre respectivamente. A uno se le agrega sol., hipotónica 2 ml, al segundo 2 ml de sol., isotónica y al tercero 2 ml de sol, hipertónica. Anote los cambios que ocurren inmediatamente; puede toma una muestra de cada solución y observarla al microscopio.
- 8.- Grupos Sanguíneos y Factor Rh.
 - a) Se utiliza una placa excavada de 12 orificios.

- b) Utilizando un lanceta estéril y previo aseo de la región, pinchar el pulpejo de alguno de los dedos, hacer presión hasta que salga sangre y colocar una gota en tres sitios de la placa excavada.
- c) De izquierda a derecha; en la gota de sangre se coloca una gota de suero anti-A, en la gota siguiente suero anti-B y en la gota de sangre de la derecha, se coloca suero anti-D.
- d) En cada uno de los procedimientos se agita con un pequeño trozo de aplicador de madera.

NOTA: no utilizar el mismo pedazo de aplicador para mezclar el reactivo en cada gota.

La lectura se realiza durante los dos minutos de iniciada la prueba, y se interpreta de la siguiente manera:

- Si aglutina la sangre con el suero anti-D, el factor Rh es (+).
- Si no aglutina la sangre con el suero anti-D, el factor es Rh (-)
- Si aglutina la sangre con el suero anti-A, el grupo es A
- Si aglutina la sangre con el suero anti-B, el grupo es B
- Si aglutina la sangre con el suero anti-A y anti-B el grupo es AB
- Si no aglutina la sangre con ninguno de los sueros el grupo es O

9.- Para corroborar si hay o no aglutinación se puede utilizar un porta objetos y llevarlo al microscopio. Recuerda que la aglutinación se aprecia en forma de aglomeraciones de eritrocitos (grumos) macroscópicas y microscópicas.

10.- Determinar el número de individuos que correspondan a cada grupo.

LABORATORIO DE FISILOGIA

ACTIVIDAD: PRACTICA: SANGRE (PARTE II)

OBJETIVOS:

1. Analizar los procesos de la hemostasia como mecanismos biológicos esenciales para mantener una homeostasis.
2. Reconocer la eficacia de los mecanismos intrínsecos de la coagulación.
3. Analizar la participación de los elementos vasculares y celulares en la hemostasis.
4. El alumno analizará la resistencia que presentan las paredes de los vasos sanguíneos, que se encuentran sujetos a la presión y a la anoxia.
5. El alumno interpretará el fenómeno de la retracción del coágulo.
6. El alumno comprobará in Vitro la eficacia de algunos anticoagulantes.

El alumno logrará los objetivos a través de las siguientes pruebas:

- a) Tiempo de coagulación de la sangre.
(Método de Lee-White)
- b) Tiempo de coagulación capilar.
(Método de Dale Laidlaw, modificación de Wright-Colebrook)
- c) Tiempo de sangrado.
(Método de Marx)
- d) Tiempo de sangrado.
(Método de Duke)
- e) Prueba de resistencia capilar.
(Prueba de Rumpel-Leed)
- f) Prueba de retracción del coágulo.
- g) Acción de anticoagulantes.

LISTA DE MATERIAL POR EQUIPO

Descripción	Cantidad
Lancetas estériles	14
Tubos capilares	8
Alfileres	6
Porta objetos planos	6
Tubos de ensayo	8
Gradilla	1
Papel filtro	1 trozo de 15cm X 15 cm
Vaso precipitado de 1000 ml	2
Vaso de precipitado de 250 ml	2
Agua destilada	1 L por grupo
Jeringa desechable de 5 ml	2
Jeringa desechable de 1 ml	1
Vaso de precipitado de 50 ml	1
Perilla eléctrica	1
Termómetro	1
Alambre de cobre A WG 29	20 cm
Reloj con segundero	1
Algodón	Variable
Ligadura	1
Gasas estériles	3
Hepraina solución	3 ml
Oxolato o citrato de sodio	3 ml
Oxolato o citrato de potasio	3 ml
EDTA solución	3 ml
Alcohol	50 ml

PROCEDIMIENTOS

Lee todo el procedimiento antes de tomar la sangre, de tal forma que estés seguro en todo momento de lo que vas a hacer.

1. A dos voluntarios se les extrae 6 y 7 ml de sangre respectivamente.
2. Colocar en la gradilla 9 tubos de ensaye y proceder de la siguiente manera:

Tubo # 1	1 ml de sangre	Lee-White
Tubo # 2	1 ml de sangre	Lee-White
Tubo # 3	1 ml de sangre	Lee-White
Tubo # 4	1 ml de sangre	Lee-White
Tubo # 5	1 ml de sangre	Anticoagulante
Tubo # 6	1 ml de sangre	Anticoagulante
Tubo # 7	1 ml de sangre	Anticoagulante
Tubo # 8	1 ml de sangre	Testigo (controlar tiempo)
Tubo # 9	5 ml de sangre	Retracción del coagulo

3. Se procede a la extracción de sangre venosa de una vena del pliegue del codo. El alumno será supervisado por el profesor en este procedimiento, tratando de que la punción sea perfecta y la cantidad adecuada para distribuir en los tubos de ensaye ya indicados.

TIEMPO DE COAGULACIÓN DE LA SANGRE (LEE-WHITE)

1. Para esta prueba, se pone en marcha el reloj desde el momento en que penetra sangre a la jeringa.
2. A continuación, se coloca 1 ml de sangre en cada uno de los cuatro tubos de ensaye perfectamente limpios, los cuales se colocan en una gradilla metálica y se sumergen en baño María a 37 grados centígrados.
3. Transcurridos los primeros tres minutos y procurando que los tubos permanezcan el menor tiempo posible fuera del agua, se inclinan uno a uno cada 30 seg. Es importante evitar la agitación, porque aumenta el tiempo de coagulación.
4. El tiempo de coagulación corresponde al momento en que inclinamos los tubos de ensaye sin que se derrame el contenido y se toma como resultado

ACCION DE ANTICOAGULANTES

1. Se coloca 1 ml de sangre en cada tubo con anticoagulante en una proporción de 1 ml de anticoagulante por cada ml de sangre, excepto con la heparina, que utiliza 10 UI por cada ml de sangre.

Tubo # 1	0.1 ml de EDTA + 1 ml de sangre
Tubo # 2	0.1 ml oxalato o citrato de sodio + 1 ml de sangre
Tubo # 3	0.1 ml oxalato o citrato de potasio + 1 ml de sangre
Tubo # 4	10 UI Sol de heparina + 1 ml de sangre
Tubo # 5	1 ml de sangre sin anticoagulante

2. Es muy importante que antes de hacer la punción para extraer la sangre, se tenga listos los tubos con sus respectivos anticoagulantes.

PRUEBA DE RETRACCION DEL COAGULO

1. Se extraen 5 ml de sangre venosa y se colocan en un tubo de ensaye cónico.
2. Se prepara un alambre enrollado a manera de espiral y se introduce hasta el fondo del tubo.
3. Se rotula el tubo y se coloca en baño María a 37 grados centígrados.
4. Una hora después se saca cuidadosamente el alambre y se deja escurrir el coágulo durante dos minutos.
5. Se cuantifica el volumen del líquido que queda en el tubo y se expresa en porcentaje en relación volumen inicial.

TIEMPO DE COAGULACIÓN CAPILAR

Se utiliza el pulpejo de un dedo o el lóbulo de la oreja previamente ingurgitado por masaje.

1. Se limpia la región que se va a emplear con una torunda alcoholada.
2. Se realiza una punción con una lanceta estéril desechable, en ese momento se empieza a tomar el tiempo con el cronómetro.
3. La primera gota se desecha y las siguientes se toman por capilaridad en dos tubos capilares de 7.5 cm de largo.
4. Después de dos minutos se cortan en pequeños trozos de 5 cm.
5. Se detiene el cronómetro cuando se observa un hilo de fibrina entre los dos fragmentos separados.
6. Se reporta el tiempo promedio de coagulación de los dos tubos.

TIEMPO DE COAGULACIÓN

1. Se utiliza el pulpejo de un dedo o el lóbulo de la oreja, previamente ingurgitados por masaje y se limpia la región con una torunda alcoholada.

2. Se realiza la punción con una lanceta estéril desechable.
3. Un porta objetos se divide imaginariamente en tres tercios (lateral izquierdo, medio y lateral derecho), se coloca una gota de sangre en cada tercio.
4. En el momento de depositar la primera gota de sangre, se hecha a andar el cronómetro y se marca como T1.
5. Se coloca la segunda gota en el tercio medio, marcándose como T2.
6. Se coloca la tercera gota en el tercio lateral derecho marcándose como T3.
7. se agita con la punta de un alfiler las gotas de sangre, empezando por la designada como T1, cuando aparezcan los hilos de fibrina, se detiene el cronómetro y se anota el resultado. Proceder de igual manera con las gotas de sangre T2 y T3 sucesivamente.
8. Se saca el promedio de los tres tiempos y se expresa como el resultado final.

TIEMPO DE SANGRADO (MÉTODO DE DUKE)

1. Se limpia perfectamente el lóbulo de la oreja.
2. Se produce una punción con una lanceta estéril desechable, en este momento se pone a funcionar el cronómetro.
3. Se aplica un trozo de papel filtro sobre la gota de sangre a intervalos de medio minuto, cuidando de no tocar la piel.
4. Cada medio minuto se cambia la zona de absorción del papel filtro.
5. Se detiene el cronómetro en el momento en que el papel filtro ya no absorbe sangre.

TIEMPO DE SANGRADO (MÉTODO DE MARX)

1. Se limpia perfectamente e ingurgita por mases el lóbulo de la oreja.
2. Se realiza una punción con una lanceta estéril desechable, y en ese momento se pone a funcionar el cronómetro.
3. A continuación, se introduce el lóbulo de la oreja en un vaso de precipitados de 50 ml lleno con agua destilada.
4. A través de las paredes del vaso se observa como sale la sangre del sitio donde se produjo la punción.
5. Se detiene el cronómetro en el momento que deja de salir la sangre del sitio mencionado.

PRUEBA DE RESISTENCIA CAPILAR PRUEBA DE HESS (FENÓMENO DE RUMPEL-LEEDE)

1. Para realizar esta prueba se traza un círculo de 5cm de diámetro en el tercio superior de la cara anterior del antebrazo, a 4 cm por debajo del pliegue del codo.
2. Se coloca el manguito del esfigmomanómetro en el brazo y se insufla a una presión entre 80 y 100 mm de Hg, durante 5 minutos; después de lo cual se quita el manguito.
3. Cinco minutos después de quitar el manguito, se cuantifican las petequias existentes dentro del círculo trazado.
4. Resultados:

Hasta 10 petequias	Normal
De 10 a 20 petequias	Dudoso
Más de 20 petequias	Anormal

LABORATORIO DE FISIOLÓGÍA

PRACTICA: ALGUNAS PROPIEDADES FISIOLÓGICAS DE LA SANGRE

OBJETIVOS :

1. Caracterizar que es el hematocrito y cual es la metodología para realizar esta prueba e interpretarla.
2. Analizar qué es la velocidad de eritrosedimentación, cuál es el procedimiento para realizar esta prueba y cuál es su interpretación.
3. Discriminar el resultado de la exposición de eritrocitos a diversas soluciones (hipotónicas isotónicas e hipertónicas).
4. El alumno interpretará el fenómeno de la retracción del coágulo.
5. Analizar los procesos de la hemostasia como un mecanismo biológico esencial para la vida.
6. Reconocer la eficacia de los mecanismos intrínsecos de la coagulación.
7. Analizar la participación de los elementos vasculares y celulares en la hemostasia.
8. Analizar la resistencia que presentan las paredes de los vasos sanguíneos, que se encuentran sujetos a la presión y a la anoxia.
9. Comprobará in Vitro la eficacia de algunos anticoagulantes.
10. Discriminar las características de los grupos sanguíneos, realizando los procedimientos que se siguen para elaborar esta prueba y hacer su interpretación.

El alumno logrará los objetivos: 5 Æ 6 Æ 7 Æ 8 Æ 9, realizando las siguientes pruebas.

- A) Tiempo de coagulación de la sangre (Método de Lee . White).
- B) Tiempo de coagulación capilar (Método de Dale Laidlaw).
- C) Tiempo de sangrado (Método de Marx).
- D) Tiempo de sangrado (Método de Duke).
- E) Prueba de resistencia capilar (Prueba de Rumpel . Leed).
- F) Acción de los anticoagulantes.

LISTA DE MATERIAL POR EQUIPO

1. Dos jeringas de 10 ml.
2. Una placa excavada.
3. Dos tubos de Wintrobe.
4. Un tubo cónico de 15 ml, con tapón y alambre de cobre.
5. Una pipeta Pasteur de 9 pulgadas con bulbo de hule.
6. Trece tubos de ensaye de 10 X 10.
7. Un vaso de precipitado de 50 ml con torundas alcoholadas.
8. Un vaso de precipitado de 50 ml con agua destilada.
9. Un vaso de precipitado de 100 ml con:
 - seis lancetas.
 - tres alfileres.
 - dos porta objetos.
 - dos aplicadores de madera.
 - dos tubos capilares.
 - un trozo de papel filtro.
 - una sierra de ampolleta.
10. Una ligadura.
11. Un baumanómetro.
12. Un trozo de masking tape.

PARA TODO EL GRUPO

**UN BAÑO MARÍA
UNA CENTRÍFUGA CLINICA
UN JUEGO DE ANTISUSESROS 3
fcos.)**

PROCEDIMIENTO

PARA REALIZAR LOS PRIMEROS 4 OBJETIVOS USTED NECESITA 10 ML DE SANGRE

OBSERVACIÓN: Antes de extraer la sangre, identifique el siguiente material: Tubo cónico de 15 ml + Tubo de ensaye con anticoagulante E.T.D.A. + Tubo de Wintrobe, así como los tubos con las soluciones: hipotónica . isotónica e hipertónica.

Lea previamente le procedimiento para la realización de las siguientes pruebas:

Retracción del coagulo.
Hematocrito.
Velocidad de eritrosedimentación.
Eritrocitos en diversas soluciones.

Para obtener la sangre se realiza lo siguiente: Se coloca la ligadura en tercio inferior de un brazo: inmediatamente se aprecia ingurgitación de las venas del antebrazo, con la jeringa preparada con el bisel hacia arriba, se introduce la aguja en la vena del pliegue del codo (vena mediana), succionando lentamente; después de obtener los 10 ml, de sangre se retira la ligadura, hacemos un poco de presión con la torunda alcoholada, retiramos la aguja y seguimos presionando con la torunda, en el sitio de la punción. Se retira la aguja de la jeringa y se vacían: **5 ml en el tubo cónico y 5 ml en un tubo de ensaye que contenga anticoagulante E.D.T.A.**

RETRACCIÓN DEL COAGULO

Identifique el tubo cónico de 15 ml con su alambre enrollado y deposite los primeros 5 ml., de sangre.

El tubo cónico ya con la sangre se coloca en el Baño María por una hora a 37 grados.

Después del tiempo indicado (una hora) saque cuidadosamente el alambre y se deja escurrir el coágulo durante dos minutos.

Se cuantifica el volumen del líquido que queda en el tubo y se expresa en porcentaje en relación al volumen inicial.

HEMATOCRITO

Identifique el tubo de ensaye con el anticoagulante E.D.T.A., y deposite los últimos 5 ml de la sangre extraída. Inclina varias veces el tubo de ensaye hasta que se disuelva el E.D.T.A.

Con la pipeta Pasteur de 9 pulgadas, coloque un ml, de sangre en el tubo de Wintrobe. Procurando llenarlo de la profundidad hasta cero, evite la formación de burbujas.

Se coloca el tubo de Wintrobe en una de las camisas de la centrifuga (anote el N° que tiene la camisa) se centrifuga a 3000 revoluciones por minuto durante 20 minutos.

Al transcurrir el tiempo se saca de la centrifuga y se lee el resultado.

La lectura se hace de cero a diez.

VELOCIDAD DE ERITROSEDIMENTACION

Con la pipeta Pasteur de 9 pulgadas, coloque un ml de sangre en el otro tubo de Wintrobe, utilizando la misma técnica de llenado.

Se coloca en el toma corriente de la mesa del laboratorio con masking tape por una hora.

La lectura se hace de diez a cero.

ERITROCITOS EN DIVERSAS SOLUCIONES

Con la jeringa succione los restantes 3 ml de sangre del tubo con anticoagulante E.D.T.A.

Coloque un ml, de sangre en cada uno de los tubos de ensaye que tienen el siguiente letrero: solución hipotónica, solución isotónica y solución hipertónica.

Anote los cambios que ocurren inmediatamente, puede tomar una muestra de cada una de las soluciones y obsérvelas al microscopio.

PARA REALIZAR LOS 6 ULTIMOS OBJETIVOS USTED NECESITA 10 ML DE SANGRE

OBSERVACIÓN.- Antes de extraer la sangre, identifique el siguiente material:

Cuatro tubos de ensaye de 10 X 10 para la prueba de Lee White.
Un tubo de ensaye de 10 X 10 con anticoagulante E.D.T.A.
Un tubo de ensaye de 10 X 10 con anticoagulante Oxalato de potasio.
Un tubo de ensaye de 10 X 10 con anticoagulante Oxalato de sodio
Un tubo de ensaye de 10 X 10 con anticoagulante Heparina.
Un tubo de ensaye de 10 X 10 **sin anticoagulante, tubo testigo.**
Dos tubos capilares sin heparina de 7.5 cm de longitud.
Placa excavada, juego de anti-sueros + aplicadores de madera.

Lea previamente el procedimiento para realizar las siguientes pruebas:
Tiempo de coagulación en sangre (Prueba de Lee White).
Acción de los anticoagulantes.
Tiempo de coagulación capilar.
Determinación de grupo sanguíneo y factor Rh.

PARA OBTENER LA SANGRE: UTILIZE LA MISMA TÉCNICA DESCRITA EN LA HOJA 3

TIEMPO DE COAGULACIÓN EN SANGRE ((PRUEBA DE LEE WHITE))

Para esta prueba, se pone en marcha el reloj desde el momento en que penetra sangre a la jeringa.

A continuación, se coloca 1 ml., de sange en cada uno de los cuatro tubos de ensaye de 10 X 10 los cuales se colocan en una gradilla metálica y se sumergen en el baño María a 37 grados.

Transcurridos los primes tres minutos y procurando que los tubos permanezcan el menor tiempo posible fuera del agua, se inclinan uno a uno cada 30 seg. Es importante evitar la agitación, porque aumenta el tiempo de coagulación.

El tiempo de coagulación corresponde al momento en que inclinamos los tubos de ensaye sin que se derrame el contenido y se toma como resultado definitivo el promedio del resultado de los cuatro tubos.

ACCION DE LOS ANTICOAGULANTES

Se coloca 1 ml de sangre en cada tubo con anticoagulante previamente identificado. En una proporción de .1 ml de anticoagulante por cada ml de sangre, excepto con la heparina, que se utiliza 10 Uds. Por cada ml de sangre

0.1 ml de E.D.T.A.	+ 1 ml de sangre
0.1 ml de Oxalato de potasio	+ 1 ml de sangre
0.1 ml de Oxalato de sodio	+ 1 ml de sangre
10 unidades de Heparina	+ 1 ml de sangre
	1 ml de sangre sin anticoagulante Tubo testigo

TIEMPO DE COAGULACIÓN CAPILAR

Puede utilizar cualquiera de los siguientes procedimientos:

- A) Con la jeringa llene los dos tubos capilares, sin dejar burbujas dentro del tubo.
- B) Se utiliza el pulpejo de un dedo o el lóbulo de la oreja previamente ingurgitado por masaje.

Se limpia la región que se va a emplear con una torunda alcoholada.

Se realiza una punción con una lanceta estéril, en ese momento se empieza a tomar el tiempo con un cronómetro.

La primera gota se desecha y las siguientes se toman por capilaridad en dos tubos capilares.

Después de dos minutos se cortan en pequeños trozos de .5 cm.

Se detiene el cronómetro cuando se observa un hilo de fibrina entre los dos fragmentos separados.

Se reporta el tiempo promedio de coagulación de los dos tubos.

GRUPO SANGUINEO Y FACTOR Rh

Con la jeringa, coloque una gota de sangre en tres de los orificios de la placa excavada, llevando un orden de derecha a izquierda.

En la gota de sangre d la derecha coloque un gota del suero anti-A, en la de en medio coloque una gota de suero anti-B, en la gota de la izquierda coloque el suero anti-D.

En cada uno de los procedimientos se agita con un pequeño trozo de aplicador de madera.

NOTA: no utilizar el mismo pedazo de aplicador para mezclar el reactivo en cada orificio.

La lectura se realiza durante los dos minutos de iniciada la prueba, y se interpreta así:

Si aglutina la sangre con el suero anti-A, el grupo es A.

Si aglutina la sangre con el suero anti-B, el grupo es B.

Si no aglutina la sangre con ninguno de los dos sueros, el grupo es O.

Si aglutina la sangre con el suero anti-A y el anti-B, el grupo es AB.

Si aglutina la sangre con el suero anti-D, el factor Rh es positivo.

Si no aglutina la sangre con el suero anti-D, el factor Rh es negativo.

En caso de duda de si hay o no aglutinación se puede utilizar un porta objetos y observarlo al microscopio. Recuerda que la aglutinación se aprecia en forma de aglomeraciones de eritrocitos (grumos) macroscópicas y microscópicas.

TIEMPO DE COAGULACIÓN

Se utiliza el pulpejo de un dedo o el lóbulo de la oreja, previamente ingurgitado por masaje y se limpia la región con una torunda alcoholada.

Se realiza un punción con una lanceta estéril desechable.

Un porta objetos se divide imaginariamente en tres tercios (lateral derecho, medio y lateral izquierdo), se coloca una gota de sangre en cada uno de los tercios.

En el momento de depositar la primera gota de sangre en el tercio derecho, se echa andar el cronómetro y se marca como T . 1 (tiempo 1).

Se coloca la segunda gota en el tercio medio, marcándose como T . 2.

Se coloca la tercera gota en el tercio izquierdo, marcándose como T . 3.

Se agita con la punta de un alfiler las gotas de sangre, empezando por la designada como T . 1, cuando aparezcan los hilos de fibrina, se detiene el cronómetro y se anota el resultado. Proceder de igual manera con las gotas de sangre de T . 2 y T -3 respectivamente.

Se saca el promedio de los tres tiempos y se expresa como el resultado final.

TIEMPO DE SANGRADO (METODO DE DUKE)

Se limpia perfectamente el lóbulo de la oreja.

Se produce una punción con una lanceta estéril, es este momento se pone a funcionar el cronómetro.

Se aplica un trozo de papel filtro sobre la gota de sangre a intervalos de medio minuto, cuidando de no tocar la piel.

Cada medio minuto se cambia la zona de absorción del papel filtro.

Se detiene el cronómetro en el momento en que el papel filtro ya no absorbe sangre.

TIEMPO DE SANGRADO (METODO DE MARX)

Se limpia perfectamente e ingurgita por masaje el lóbulo de la oreja.

Se realiza una punción con una lanceta estéril, y en ese momento se pone a funcionar el cronómetro.

A continuación, se introduce el lóbulo de la oreja en un vaso de precipitado de 50 ml lleno de agua destilada.

A través de las paredes del vaso se observa como sale la sangre del sitio donde se produjo la punción.

Se detiene el cronómetro en el momento que deja de salir sangre del sitio mencionado.

PRUEBA DE RESISTENCIA CAPILAR (PRUEBA DE HESS) FENÓMENO DE RUMPEL Ë LEEDE

Para realizar esta prueba se traza un círculo de 5 cm de diámetro en el tercio superior de la cara anterior del antebrazo, a 4 cm por debajo del pliegue del codo.

Se coloca el manguito del esfigomanómetro en el brazo y se insufla a una presión entre 80 y 100 mm de Hg., durante 5 minutos; después de lo cual se quita el manguito.

Cinco minutos después de quitar el manguito, se cuantifican las petequias existentes dentro del círculo trazado.

El resultado se lee así:	hasta 10 petequias	Es normal
	De 10 a 20 petequias	Dudoso
	Más de 20 petequias	Anormal

LABORATORIO DE FISIOLÓGÍA. MÓDULO: DIGESTIVO

PRACTICA: PROPIEDADES DEL MUSCULO LISO

OBJETIVOS:

1. Demostrar la actividad mecánica del músculo liso en condiciones fisiológicas.
2. Observar las modificaciones que sufre la actividad mecánica del músculo liso, al cambiar las condiciones fisiológicas de temperatura y oxigenación.
3. Observar las modificaciones que sufre la actividad mecánica del músculo liso, al aplicarle diferentes electrolitos: Na, K y Ca.
4. Observar las modificaciones que sufre la actividad mecánica del músculo liso, al simular con agentes adrenérgicos y muscarínicos.

LISTA DE MATERIAL:

CANTIDAD	DESCRIPCION DEL MATERIAL
1	Fisiógrafo.
1	Miógrafo μ A con cable de 9 vías.
1	Soporte universal con tensiómetro.
1	Caja térmica.
1	Cámara húmeda.
1	Llave de bureta.
1	Pinza universal.
1	Pinza de extensión.
1	Termómetro.
1	Aguja de raquia curva con tubo de látex.
1	Vaso de precipitado de 500 ml.
1	Caja de Petri.
4	Vasos de precipitados de 50 ml.
3	Piezas de cirugía: tijera, porta agujas, pinza de disección.
6	Frascos goteros con: NaCl, KCl, CaCl, epinefrina, acetilcolina, atropina.

INSTALACION DEL DISPOSITIVO:

1. Conecte su fisiógrafo, eleve los tinteros del canal a utilizarse más el canal del tiempo, dé presión positiva en la bombilla del tintero para que fluya la tinta, deje los tinteros elevados un 50%.
2. Coloque el miógrafo μ A al soporte universal y conéctelo por medio de un cable de 9 vías al transductor coupler, balancee el canal y déjelo en la amplificación recomendada.

3. Ponga la caja de madera sobre la base del soporte y conéctelo al tomacorriente, arriba de la caja ponga el vaso de precipitado de 500 ml con agua a 37° C e introduzca el termómetro al vaso. Por medio del termómetro se va a regular la temperatura del agua (si sube más de 37° C puede desconectar la caja de madera).
4. Coloque en el soporte la pinza de bureta, la cual va a sostener a la cámara húmeda, la que se introduce al vaso de precipitado de 500 ml, teniendo cuidado de no doblar el tubo de látex del desagüe, el cual se cierra.
5. Identifique la aguja de raquia con curva en la punta, la cual tiene un tubo de látex, éste tubo se conecta al respirator del fisiógrafo en el orificio que dice INSP. Encienda el respirator a un burbujeo de una gota por segundo.
6. Una vez que le proporcionen el fragmento de intestino de conejo en la caja de Petri con Ringer de mamífero, fije uno de sus extremos con seda en la curva de la aguja de raquia con una extensión de un centímetro de longitud. El extremo opuesto del intestino fíjelo también con seda, pero su extensión debe ser mayor (20 centímetros), ya que este extremo se va a conectar al miógrafo %A+.
7. Por medio de una pinza de extensión que también se fija al soporte, instale la pinza universal, la cual va a sostener a la aguja de raquia y esta última se introduce a la cámara húmeda, la cual debe estar con Ringer de mamífero a 37° C. La aguja de raquia debe quedar en el centro de la cámara húmeda y el trozo de intestino no debe tocar la pared de la cámara húmeda. De la tensión suficiente para obtener un registro de una amplificación de tres centímetros, si no lo obtiene de mas amplificación.

DESARROLLO

1. Con el dispositivo ya instalado, con Ringer de mamífero a 37° C y con un burbujeo de una gota por segundo, la velocidad del papel debe ser de 0.25 cm/seg. Tome un registro basal por 30 segundos al cumplirse éstos detenga la velocidad del papel.
2. Suspenda la oxigenación por tres minutos, al cumplirse éstos, tome un registro por 30 segundos y detenga la velocidad del papel.
3. Drene el Ringer de mamífero de cámara húmeda y ahora llene la cámara húmeda con Ringer de mamífero a 20° C y obtenga un registro por 30 segundos, nuevamente detenga la velocidad del papel.
4. Drene el Ringer de mamífero de la cámara húmeda y ahora llene la cámara húmeda con Ringer a 40° C, obtenga un registro por 30 segundos al cumplirse éstos detenga la velocidad del papel.
5. A partir de este punto cada sustancia agregada a la cámara húmeda, tendrá un burbujeo de una gota por segundo, Ringer de mamífero a 37° C, tomaremos registros de 30 segundos al cumplirse éstos, se detendrá la velocidad del papel y lavaremos dos veces la cámara húmeda.

6. Las sustancias las vamos a agregar en gotas a dosis respuesta en éste orden:

- Cloruro de sodio.
- Cloruro de potasio.
- Cloruro de calcio.
- Epinefrina.
- Acetilcolina.
- Atropina.

Al terminar la práctica, lo primero que hay que realizar es cortar con la tijera la seda que proviene del miógrafo $\%A+$, apagamos el botón de record, luego el botón power y finalmente el del encendido general, desarmamos el dispositivo y lavamos el material que utilizamos. Discuta con el profesor de laboratorio, si los resultados obtenidos fueron los esperados y qué mecanismos fisiológicos influyeron en las variables aplicadas.

LABORATORIO DEL FISIOLÓGÍA

PRACTICA: DIURESIS EN EL HOMBRE

INTRODUCCION

Una de las funciones más importantes del riñón es mantener la osmolaridad del plasma. Por medio de esta práctica entenderemos y analizaremos los mecanismos de los que se vale el organismo para retener o eliminar el exceso de líquido ingerido sea este: hipotónico, isotónico e hipertónico.

OBJETIVOS

1. Describir brevemente como se forma la orina.
2. Identificar los mecanismos hormonales de los que se vale el organismo para mantener la osmolaridad plasmática.
3. Comprender los cambios que sufre el volumen urinario a la ingesta de líquido: hipotónico, isotónico e hipertónico.
4. Comprender los cambios que sufre el pH urinario a la ingesta de líquido: hipotónico, isotónico e hipertónico.
5. Comprender los cambios que sufre la densidad urinaria a la ingesta de líquido: hipotónico, isotónico e hipertónico.

MATERIAL

1. Un matraz de Erlenmeyer de 1000 ml. con agua destilada.
2. Un matraz de Erlenmeyer de 1000 ml. con NaCl al 0.9%.
3. Un matraz de Erlenmeyer de 1000 ml. con glucosa al 10%.
4. Três vasos de precipitados de 600 ml.
5. Três probetas de 100 ml.
6. Três pipetas Pasteur con bulbo de huel.
7. Un patrón de pH con tiras reactivas.
8. Una piceta con agua.
9. Tres refractómetros manuales.

CONDICIONES PARA LA PRACTICA

1. Los alumnos participantes deberán de ser: del mismo sexo, talla y peso.
2. Los alumnos participantes NO deberán ingerir: alimento ni agua 8 horas de la práctica.
3. Los alumnos participantes deberán de orinar 90 minutos antes del inicio de la práctica.

DESARROLLO

1. Al ingreso al laboratorio los alumnos elegidos, deberán orinar en el vaso de precipitado y medirán la cantidad colectada en su probeta correspondiente. Se realiza la siguiente operación: volumen de orina recolectada que se divide entre el tiempo transcurrido (90 minutos) y así tenemos una basal.
 2. Los alumnos seleccionados deberán ingerir el líquido que les corresponde en un tiempo NO mayor de 10 minutos. Al terminar su ingesta corresponde al tiempo cero.
 3. Al cumplirse los primeros 15 minutos (del tiempo cero) los alumnos tendrán que orinar cada 15 minutos.
 4. A la orina recolectada se le estudiará: Color, Olor, Volumen, pH, Densidad.
- A) El color y olor se analiza por apreciación organoléptica.

- B) El pH, lo realizamos al introducir una tira reactiva de pH en el vaso de precipitado.
- C) Para el volumen, utilizamos la probeta correspondiente (si la orina recolectada es mayor de la capacidad de la probeta, la medición se hace en el baño).
- D) La densidad la realizamos con la asesoría de su profesor de mesa y con la ayuda del refractómetro manual, hacemos lo siguiente: tomamos el refractómetro manual y nos instalamos debajo de una fuente de iluminación (lámpara de laboratorio) y observamos en su interior donde aparecen dos escalas, nosotros tomaremos la del lado izquierdo que presenta una escala de 1000 a 1050; y que además en su parte inferior de la escala aparecen las letras: U. G. Se levanta la pantalla protectora y se coloca una gota de agua con la piceta y observamos que en la pantalla del refractómetro manual su luz se divide en dos colores y en el sitio de dicha división se está determinando la densidad del agua que debe ser de 1000. Al terminar de observar todos los integrantes del equipo, levantamos la pantalla protectora y secamos con papel desechable. Ya seca la pantalla ahora colocamos una gota de orina con la ayuda de la pipeta Pasteur, bajamos la pantalla protectora y observamos en la escala y en el sitio del cambio de color se está determinando la densidad de la orina de esa muestra y anotamos el resultado. Al terminar de anotar el resultado se levanta la pantalla y con la piceta con agua se lava la zona en donde se colocó la gota de muestra de orina y se seca con un papel desechable.
- 5. No olvidar que la orina recogida cada 15 minutos debe dividirse de la siguiente manera: el volumen entre el tiempo (15 minutos), anotemos los cambios.
- 6. Tenemos que realizar un mínimo de ocho determinaciones de orina.
- 7. Al terminar ese tiempo se tendrá que realizar una gráfica de: tiempo, volumen y densidad.

Al término de la práctica discuta con su profesor de mesa de laboratorio:

- I. Los ajustes que debe realizar la neurona para eliminar el exceso de líquido sea hipotónico, isotónico e hipertónico.
- II. Qué hormonas intervienen y el sitio de acción de las mismas.
- III. En qué alumno se presenta diuresis: acuosa y osmótica.

LABORATORIO DE FISIOLÓGÍA

PRACTICA: EXAMEN GENERAL DE ORINA.

INTRODUCCION:

Exámen no invasivo a través del cual podemos hacer diagnósticos no solo de problemas urinarios sino también del tipo extrarrenal como del sistema endócrino, digestivo, cardiovascular, etc. Este examen se debe de practicar mínimo una vez al año. Para su realización lo dividiremos en tres grandes rubros.

OBJETIVOS:

1. Analizar las características físicas de la orina.
2. Analizar las características químicas de la orina.
3. Observar e interpretar los hallazgos del sedimento urinario.

LISTA DE MATERIAL POR EQUIPO

Cantidad	Descripción
1	Vaso de precipitado de 500 ml.
1	Piceta.
1	Probeta de 100 ml.
1	Pipeta de 10 ml.
1	Pipeta Pasteur con bulbo.
1	Jeringa de succión.
2	Tubos de ensaye de 10 x 13.
2	Porta objetos.
2	Cubre objetos.
1	Patrón de Combur 10 test.
1	Refractómetro manual.
1	Microscopio.

PROCEDIMIENTO

I. DETERMINACION DE LAS CARACTERISTICAS FISICAS DE LA ORINA

Una vez recolectada la orina del voluntario en un vaso de precipitado de 500 ml., realizamos una observación organoléptica de la orina y así describimos:

- A. Color.
- B. Aspecto.
- C. Olor.
- D. Sabor.

Para determinar su Volumen (E), vaciamos la orina colectada en una probeta de 100 ml., y así mediremos su cantidad.

Con la asesoría de su profesor y el refractómetro manual mediremos su densidad (F). cogemos el refractómetro manual y nos instalamos ante una fuente de iluminación (lámpara de laboratorio) y observamos que en su interior aparecen dos escalas, nosotros tomaremos la de la izquierda que además tiene las letras U. G. y que su escala va de 1000 a 1050.

Levante la pantalla protectora y coloque una gota de agua con la piceta observamos que en la pantalla del refractómetro manual su luz se divide en dos colores y en el sitio de dicha división esta determinado la densidad del agua que debe de ser de 1000.

Al terminar de observar todos los integrantes del equipo, levantamos nuevamente la pantalla y secamos con papel desechable.

Levante la pantalla protectora y ahora colocamos una gota de orina con la pipeta Pasteur, bajamos la pantalla protectora y observamos en la escala y en el sitio del cambio de color, determina la densidad de la orina y anotamos el resultado, después lavamos con la piceta y secamos con papel desechable.

II. DETERMINACION DE LAS CARACTERISTICAS QUIMICAS DE LA ORINA

Con la ayuda de su profesor, cogemos la tira reactiva del Combur 10 test, metemos la tira reactiva en la muestra de orina solo unos segundos, se sacude la tira reactiva eliminando el exceso de orina y al pasar 60 segundos realizamos la lectura simultánea en forma semicuantitativa de 10 parámetro, al comparar la tira reactiva con la escala del patrón del Combur 10 test.

De esta manera determinamos: densidad, pH, leucocitos, nitritos, proteínas, glucosa, cuerpos cetónicos, urobilinógeno, bilirrubina, eritrocitos.

III. ANALISIS DEL SEDIMENTO

Con la ayuda de la jeringa de succión y la pipeta de 10 ml., tomamos 5 ml. de orina y los depositamos en los tubos de ensaye de 10 x 13 (5 ml. para cada tubo).

Dichos tubos los colocamos en la camisa correspondiente de la centrífuga y los centrifugamos a 5000 revoluciones por minuto durante 10 minutos.

Al cumplirse el tiempo, tiramos el sobrenadante de los dos tubos y con la pipeta Pasteur aspiramos parte del sedimento y colocamos una gota en cada uno de los porta objetos, a uno de ellos le agregamos una gota de Lugol, después le colocamos el cubre objetos y observamos al microscopio.

Con la ayuda de su profesor buscamos: células, cristales, cilindros, bacterias, parásitos.

Al terminar la práctica, lavamos el material utilizado.

Discutimos con el profesor de mesa los resultados obtenidos sean estos normales o patológicos.

LABORATORIO DE FISILOGIA. MÓDULO: NERVIOSO Y ÓRGANOS DE LOS SENTIDOS

PRACTICA: REFLEJOS EN LA RANA

Rana espinal
Reflejos medulares

OBJETIVOS:

1. El alumno comprenderá la importancia que tiene el sistema nervioso en algunos de los diversos fenómenos que acontecen en el organismo.
2. El alumno analizará algunas de las actividades del sistema nervioso en orden caudo-cefálico.
3. El alumno discriminará algunos de los reflejos que se integran a nivel de la médula espinal.
4. El alumno observará los efectos de la sección de la médula espinal a nivel de ésta y la unión con el tallo cerebral de la rana.
5. El alumno observará los efectos de la desencefalización en la rana.
6. El alumno analizará algunas de las actividades reflejas del SNC, en la rana desencefalizada.
7. El alumno observará la respuesta a un estímulo eléctrico variable en intensidad, en una rana desencefalizada.
8. El alumno observará la respuesta a estímulos eléctricos de variable intensidad en una rana desencefalizada.
9. El alumno observará cuantitativamente la respuesta a estímulos químicos de variable intensidad.
10. El alumno cuantificará el umbral a estos estímulos.
11. El alumno comprenderá los fenómenos fisiológicos involucrados en los experimentos realizados y, deberá extrapolarlos al hombre.

LISTA DE MATERIAL POR EQUIPO

Descripción	Cantidad
Rana	1
Tabla para rana	1
Hilo grueso	Variable
Estilete grueso	1
Estilete delgado	1
Aplicadores de madera	2
Lámpara de bolsillo	1
Vaso de precipitados de 1000 ml	1
Vaso de precipitados de 250 ml	1
Pinza de disección con dientes	1
Algodón	Variable
Cronómetro o reloj	1
Soporte universal	1
Pinza de fémur	1
Varilla de vidrio	1
Lámpara de alcohol	1
Fisiógrafo	1
Electrodos de aguja	2
Toallas de papel	Variable
Papel filtro	Variable
Sol., de ac., acético al 10%	50 ml
Sol., de ac., clorhídrico al 0.5%	50 ml
Sol., de ac., clorhídrico al 0.25%	50 ml
Sol., de ac., clorhídrico al 0.125%	50 ml
Sol., de ac., clorhídrico al 1%	50 ml
Maskingtape	Variable
Tijeras	1
Solución de NaHCO ₃	Variable

PROCEDIMIENTO

- 1) Coloque la rana dentro del vaso de precipitado de 1000 ml., haciendo una rejilla con maskingtape para que ésta no escape; Se pasa un hilo alrededor del cuello del vaso de precipitado formando una asa a través de la cual se suspende de la pinza de bureta.
- 2) Anote la posición que adopta el cuerpo con relación a las extremidades.
- 3) Con la lámpara de bolsillo, dirigir un haz de luz hacia la pupila de la rana, anotando lo que se observa y procurando realizarlo con el mínimo de luz ambiental.
- 4) Toque la córnea del animal con un trocito de algodón o con las cerdas de un pincel, anote sus observaciones.
- 5) Utilizando una pinza de disección con dientes, pellizque cada una de las extremidades posteriores, anote sus observaciones.
- 6) Describir los movimientos respiratorios que se aprecian en los orificios nasales, piso de la boca, tórax y abdomen.
- 7) Haga girar el vaso de precipitado en forma lenta (1 vuelta cada 5+) en el sentido de las manecillas del reloj. Realice sus observaciones anotando los cambios que hay en la postura y movimientos oculares.
- 8) Repita la operación haciendo girar la jaula en sentido contrario.

- 9) Incline el vaso de precipitado hacia delante lentamente, de tal manera que el plano donde se apoyan las extremidades posteriores se observe hacia arriba.
- 10) Repita la operación anterior, ahora las extremidades anteriores quedan en un plano superior a las posteriores. Anote los cambios de postura que presenta el animal.
- 11) Incline el vaso de precipitado lateralmente de tal manera que las extremidades del lado derecho queden 2 cm., por arriba de las del lado izquierdo.
- 12) Repita la operación anterior, ahora las extremidades del lado izquierdo quedan 2 cm., por arriba de las del lado derecho. Anote los cambios de postura que se observan.
- 13) Lesione con un estilete la unión de la médula espinal con el tronco cerebral, dejando integro el resto del encéfalo; proceda de la forma siguiente:
 - a) Tomar la rana con una toalla de papel desechable para que ésta no resbale.
 - b) Colocarla centralmente en la palma de la mano, de tal manera que la cabeza de la rana quede entre el dedo índice y medio.
 - c) Flexione la cabeza de la rana 90^a en relación al tronco.
 - d) Localizar el cruce de una línea imaginaria que pase 2 a 3 mm., por detrás de las machas óticas y el plano sagital de la cabeza.
 - e) En este punto introducir el estilete (2 o 3 mm.) rígido; Perpendicular a la cabeza.
 - f) Realizar movimientos horizontales con la punta del estilete para asegurarse de que se está haciendo la sección adecuada. Anote los efectos inmediatos a la sección.
 - g) Después de 15 mm., repita los primeros 12 pasos anteriores.

Lesión del encéfalo

- a. Con el estilete en el mismo lugar donde se lesionó anteriormente , ahora se dirige el estilete en dirección cefálica y perpendicular al cuerpo.
- b. Se realizan movimientos elípticos, horizontales y verticales con la punta del estilete, para asegurarnos de que hubo destrucción del encéfalo. Anote los cambios que observan.
- c. Fije una pinza de fémur a un soporte universal y con el extremo de la pinza sujete la mandíbula de la rana, de tal manera que las patas de la rana queden a 2 cm., de la superficie de la mesa.
- d. Con la pinza de disección con dientes, pellizque una de las extremidades. Anote sus observaciones.

Aplique estímulos térmicos en forma progresiva de la siguiente forma:

- a. Caliente una varilla de vidrio durante 2 segundos, en una lámpara de alcohol.
- b. Aplique la varilla caliente a una extremidad de la rana por un tiempo no mayor del 1 segundo.

- c. Puede ir aumentando el tiempo de exposición al calor, segundo a segundo. Anote sus observaciones.

Estimular eléctricamente la extremidad de la rana de la siguiente manera:

- a. Encienda la unidad estimuladora del fisiógrafo.
- b. Coloque los electrodos en sus bornes respectivos. Es recomendable que los controles de voltaje, duración y frecuencia marquen ceros.
- c. Se aplican los electrodos en la piel del muslo del animal.
- d. Se recomienda iniciar la estimulación con décima de mV, para lo cual descendemos la palanca indicadora que se encuentra debajo del control del voltaje (X.1).
- e. Se utilizan estímulos simples hasta encontrar el umbral; a continuación se aumenta en forma progresiva el voltaje, evitando que el estímulo quemee la piel del animal.

Aplicar estímulos de orden químico de la siguiente forma:

- a. Utilizar la otra extremidad de la rana.
- b. Preparar un vaso de precipitado de 1000 ml lleno de agua, tener a la mano algodón; El agua se utiliza para mantener húmeda la piel de la extremidad que se está utilizando.
- c. Coloque un trozo de papel filtro de 3X3 mm impregnado de ácido acético al 10% sobre el muslo de la rana.
- d. Observe las respuestas, e inmediatamente lave la región con una torunda de algodón empapada de sol., de bicarbonato de sodio, enseguida sumerja la extremidad de la rana en el vaso con agua para evitar la desecación.
- e. Después de 5 min., vuelva a realizar la operación anterior, ahora sujetando la extremidad contralateral. Observe y anote los cambios que se presentan.

Estimulación química con ácido clorhídrico.

- a. Utilizar diferentes concentraciones de ácido clorhídrico; al 1%, al 0.5%, al 0.125%.
- b. Sumergir durante 15 segundos la extremidad en la solución de menor concentración. Observe los resultados, mida el tiempo de latencia y observe la magnitud de la respuesta a estímulos de diferente concentración.
- c. Lave inmediatamente la extremidad sumergiéndola en agua durante algunos segundos y seque con el algodón.

- d. Utilizar las soluciones en orden progresivo con un intervalo de 5 min., entre cada una y un periodo de lavado intercalado para evitar la desecación.
- e. Inferir los procesos fisiológicos que se llevan a cabo en cada uno de los eventos realizados.

LABORATORIO DE FISILOGIA

PRACTICA: REFEJOS EN EL HOMBRE

O B J E T I V O S :

1. El alumno analizará la integración que realiza el sistema nervioso a diferentes niveles mediante su unidad de organización funcional, con la información que recibe.
2. Caracterizar los arcos reflejos integrados a nivel de la médula espinal.
3. Caracterizar los arcos reflejos integrados a nivel del tallo cerebral.
4. Los procesos fisiológicos involucrados en cada uno de los eventos.

MATERIAL DE LABORATORIO POR EQUIPO

Descripción	Cantidad
Lámpara de bolsillo	2
Martillo de reflejos	3
Aplicadores de madera	4
Abatelenguas	6
Algodón	Variable

PROCEDIMIENTO

1. Es importante que el sujeto que se explora se encuentra tranquilo y cooperador.
2. Los reflejos se exploran en forma bilateral.
3. Reflejo axónico y triple respuesta de Lewis.
 - Se desplaza un objeto de punta roma por la cara anterior del antebrazo, haciendo presión.
 - Inmediatamente observamos una línea blanca.
 - Si deslizamos un objeto de punta aguda, haciendo presión sobre la cara anterior del antebrazo, se aprecia una línea roja, después se observa una zona enrojecida alrededor de la línea roja, así como una zona de edema.
4. Reflejo plantar.
 - Deslice un objeto de punta roma, haciendo presión en la planta.

- Se observará una flexión de los dedos del pie.
5. Reflejo Aquileano.
- Se le pedirá al sujeto que flexione la pierna derecha y la coloque sobre el asiento de una silla, la extremidad izquierda se apoya firmemente al piso.
 - Con el martillo de reflejos se golpea sobre el tendón de Aquiles de la extremidad flexionada, observándose extensión del pie derecho.
 - Repetir la maniobra en la otra extremidad.
6. Reflejo Patelar.
- Se pide al paciente que se siente cruzando la pierna derecha sobre la izquierda.
 - Con el martillo de reflejos se golpea el tendón del cuadriceps del muslo derecho, que se encuentra entre la patela y la tuberosidad anterior de la tibia.
 - Se observa extensión de la pierna, repetir la maniobra en la otra extremidad.
7. Reflejo Cremasteriano.
- Con el sujeto de pie, se desliza un objeto romo en el tercio superior de la cara medial del muslo, cerca del periné.
 - Se observa extensión de la pierna, repetir la maniobra en la otra extremidad.
 - Reflejo Cremasteriano.
8. Reflejo Epigástrico.
- Se coloca al sujeto en decúbito dorsal y se le descubre abdomen, untado del abdomen; se observa retracción del 1 pared abdominal del lado estimulado.
 - Realizar la misma maniobra del lado contrario.
9. Reflejo Bicipital.
- El explorador sostiene con su brazo izquierdo el brazo derecho del paciente, flexionándolo ligeramente.
 - El explorador coloca el dedo pulgar de su mano izquierda, sobre el tendón del bíceps braquial, que se palpará como una cuerda dispuesta longitudinalmente en el pliegue del codo.
 - Con el martillo de reflejos se golpea suavemente sobre la uña del dedo pulgar del explorador colocado sobre el área mencionada.
 - Como respuesta se observa contracción del bíceps braquial o flexión del antebrazo.
10. Reflejo Supinador.

LABORATORIO DE FISIOLOGIA

PRACTICA: ELECTROENCEFALOGRAFIA. PARTE I (LECCION 3 BIOPAC)

RITMOS CEREBRALES

OBJETIVOS:

- 1.- Investigue cuántos ritmos cerebrales se pueden observar en un electroencefalograma.
- 2.- Mencione la frecuencia de cada uno de ellos.
- 3.- Mencione la amplitud de cada uno de ellos.
- 4.- Qué tipo de lesiones puede diagnosticar con un electroencefalograma.

DESARROLLO

El voluntario deberá estar en posición de decúbito lateral, apoyando la cabeza en un cojín dental, de preferencia con pelo corto y tomar esa posición 15 minutos antes del registro y no moverse.

Conecte el Biopac a la computadora.

Conecte en el canal 1 del Biopac el electrodo SS2L.

Se enciende el Biopac (botón se ubica atrás).

Al voluntario se le practica previo aseo (con torunda alcoholada) de la cabeza en donde se van colocar los electrodos.

Se le colocan los electrodos al voluntario.

Ponga la gorra de natación para reforzar la adherencia de los electrodos.

Damos 2 click en la lista de lecciones (**BSL Lesson**) y escogemos la lección 3 y con el ratón damos click en **OK**.

Aparece una ventana en donde se debe poner el nombre del alumno.

Después aparece la ventana de **calibración** y damos click, en calibración la cual se realiza en 8 segundos y se detiene.

A partir de este punto se inicia el desarrollo de la práctica:

- A) Damos click en adquirir y registramos durante 10 segundos con el voluntario con los ojos cerrados y en relajación. Al terminar estos 10 segundos presionamos la tecla **F9**.
- B) En los siguientes 10 segundos le pedimos al voluntario que abra los ojos **sin pestañear**, al llegar a los 20 segundos nuevamente presionamos la tecla **F9**.

C) En los siguientes 10 segundos, nuevamente registramos al voluntario con los ojos cerrados y nuevamente presionamos la tecla **F9**.

Damos click: alfa - beta - delta y teta.

Damos click en **Listo** y analizamos el archivo actual y así podemos utilizar el cursor **(I)** para ver las fase de ojos cerrados y abiertos y agrandar la imagen para ver bien los ciclo del registro.

PRACTICA: ELECTROENCEFALOGRAFIA. PARTE II (LECCION 4 BIOPAC)

RITMO ALFA

OBJETIVOS:

- 1.- Mencione el ritmo que predomina cuando el voluntario está en actividad mental.
- 2.- Mencione que le sucede al ritmo cerebral en la fase de hiperventilación.
- 3.- Mencione que le sucede al ritmo cerebral ante un estímulo luminoso o acústico.
- 4.- Qué tipo de lesiones cerebrales se pueden diagnosticar por medio de un electroencefalograma.

DESARROLLO

El voluntario deberá estar en decúbito lateral, apoyando la cabeza en un cojín dental, de preferencia con pelo corto y tomar esa posición 15 minutos antes del registro y no moverse.

Conecte el Biopac a la computadora.

Conecte en el canal 1 del Biopac el electrodo **SS2L**.

Se enciende el Biopac (el botón se ubica atrás).

Al voluntario se le practica previo aseo (con torunda alcoholada) de la cabeza en donde se van colocar los electrodos.

Se le colocan los electrodos al voluntario.

Ponga la gorra de natación para reforzar la adherencia de los electrodos.

Damos 2 click en la lista de lecciones (**BSL Lesson**) y escogemos la lección 4 y con el ratón damos click en **OK**.

Aparece una ventana en donde debemos poner el nombre del alumno.

Después aparece la ventana de **calibración** y damos click en calibración la cual se realiza en 8 segundos y se detiene.

A partir de este punto se inicia el desarrollo de la práctica:

- A) Damos click en adquirir y registramos durante 10 segundos con el voluntario con los ojos cerrados y en relajación al cumplirse los 10 segundos damos click en suspender.

- B) El voluntario debe realizar una operación matemática que no dure más de 20 segundos y que el voluntario la pueda realizar. No debe de dar el resultado, al cumplirse los 20 segundos damos click en suspender.
- C) Le pedimos al voluntario que hiperventile durante 2 minutos, al cumplirse estos nuevamente damos click en adquirir y registramos durante 10 segundos. Después dejamos que voluntario se recupere de la hiperventilación durante 5 minutos.
- D) Por ultimo le pedimos al voluntario que abra los ojos y no debe de pestañear y le colocamos una fuente de luz o le ponemos un diapasón y registramos por 10 segundos al cumplirse los 10 segundos, damos click en suspender.

Damos click en **listo** y analizamos el archivo actual y así podemos utilizar el cursor (**I**) para ver los diferentes eventos realizados.

LABORATORIO DE FISILOGIA

PRACTICA: EXPLORACIÓN DE LOS NERVIOS CRANEANOS

OBJETIVOS:

1. El alumno caracterizará el arco reflejo como la unidad de organización del sistema nervioso.
2. El alumno caracterizará a los nervios craneanos, correlacionándoles con el arco reflejo.
3. El alumno discriminará los componentes sensitivos, motores y vegetativos de los nervios craneanos.
4. El alumno identificará durante la práctica los siguientes elementos de cada uno de nervios craneanos.
 - a. Receptor.
 - b. Neurona aferente o vía aferente.
 - c. Centro integrador.
 - d. Neurona o vía aferente.
 - e. Efector.
5. El alumno interrelacionara la exploración de los nervios craneanos con los niveles de integración de los mismos.
6. Todas las actividades se realizaran en forma bilateral.

ACTIVIDADES EN EL PACIENTE

I. Nervio craneano o nervio olfatorio

- a. Para su exploración se usan colores de sustancias no irritantes, además de conocidas para el paciente como el olor de algún perfume, esencias de flores o frutas, especias, café, etc.
- b. La exploración se llevara a cabo en cada una de las fosas nasales por separado.
- c. Se acerca la sustancia al poro nasal, en un vaso de precipitado de 50 ml. Y ocluyendo el lado contrario.
- d. Se deberá considerar oclusiones nasales, postraumáticas o fenómenos alérgicos o infecciosos en general que pudiesen obstruir la cavidad nasal.

II. Nervio craneano o nervio óptico (del latin, óculu=ojo)

Su exploración se resume a las siguientes formas.

- a. **Agudeza visual.**- Se utilizan las cartas de **Snellen** para personas con visión aproximadamente normal o también se utiliza la **pantalla visual de bolsillo Rosenbaum**.

- b. **Perimetria:** Esta prueba se deberá hacer en cada globo ocular por separado ocluyendo uno mientras se explora otro.

Graficar o delimitar los campos visuales mediante la exploración física dirigiendo los dedos en movimiento, desde atrás del paciente hacia delante, hasta que el paciente detecte en su campo visual el movimiento de los dedos.

Esta maniobra se realizará en la parte superior, inferior, lateral y medial del campo visual del paciente, tomando nota de ello.

- c. **Identificación de colores:** Esta prueba se aplica con el uso de cartas de colores conocidos para el paciente y podrá determinarse se puede o no haber ceguera para los colores.

III Nervio craneano o nervio oculo motor (antes motor ocular común).

IV Nervio craneal o tróclea (antes patético).

VI Nervio craneal o abductor (antes motor ocular común).

- a. se le pide al paciente que dirija su mirada hacia la derecha e izquierda para explorar los rectos internos y externos.
- b. Mientras el paciente mira hacia un lado, se le pide que mire hacia arriba y abajo; en esta posición con el ojo en abducción, es elevado por recto superior y descendido por el recto medial.
- c. Estando el ojo en aducción es elevado por el músculo oblicuo menor y descendido por el oblicuo mayor.
- d. También se utiliza el seguimiento de los dedos para explorar los movimientos del globo ocular.
- e. Exploración parasimpática; se dirige un haz de luz en forma lateral hacia la pupila del ojo y se observa midriasis como respuesta. (Ver exploración de reflejos en el hombre), incluye:
- Reflejo fotomotor directo.
 - Reflejo fotomotor cruzado o consensual.

V Nervio Craneal o Nervio Trigémino

Sensibilidad.- Se exploran las tres ramas del trigémino, la oftálmica, la maxilar y la mandibular, aplicando estímulos táctiles, térmicos y nociceptivos: se utilizara algodón, alfileres y tubos de ensaye con agua caliente y fría.

- **Reflejo corneal.-** ver exploración de reflejos en el hombre.
- Reflejo mandibular.
- Reflejo del estornudo.

- Reflejo de la masticación. Se palpan los músculos temporal y masetero cuando la mandíbula se encuentra, el tono de ambos lados deberá ser similar.

VII Nervio Craneal o Nervio Facial

Función motora.- Se le pide al paciente que sonría o que muestre sus dientes, también se le pide que apriete fuertemente sus párpados; las comisuras de sus labios y la oclusión de sus párpados serán simétricas.

Sensibilidad.- Se exploraran las sensaciones gustativas de los tercios anteriores de la lengua utilizando sabores dulces, ácidos, amargos y salados.

VIII Nervio Craneal o Nervio Vestíbulo Coclear

Función coclear:

- Agudeza auditiva.- Se aplica una regla en forma perpendicular al pabellón auricular, colocando un reloj en la parte distal; se va acercando el reloj al pabellón auricular y se toma nota en el momento que se comienza a oír el tic tac del reloj.
- Prueba de Weber.- Normalmente no se presenta lateralización del sonido a ningún oído cuando la base de un diapason que se hace vibrar se aplica al vértice de la línea media del cráneo; si el sonido se llegase a referir a un oído que oye más mal, la pérdida de la audición se deberá a una conducción defectuosa en oído externo o interno. Si el sonido de la vibración fuese referido a un oído que oye mejor, la pérdida de la audición podrá atribuirse a deterioro funcional del Nervio Auditivo o de la cóclea.
- Exámen otoscopico.- Se explorará el oído con el otoscopio, describiendo las estructuras.
- Función vestibular.- Se realizan pruebas de equilibrio (ver práctica de reflejos en el hombre).

IX Nervio craneal o Nervio Glossofaríngeo

- Reflejo Faringeo.
- Reflejo del seno carotídeo.- Al ejercer presión sobre el seno carotídeo, se produce bradicardia e hipotensión.
- Exploración gustativa del tercio posterior de la lengua.

X Nervio craneal o Nervio Vago

- Exploración laringoscópica.
- Sensibilidad de faringe y laringe.
- Reflejo faríngeo.
- Reflejo oculo-cardíaco.
- Reflejo del seno carotídeo.

XI Nervio craneal o Nervio Espinal o Accesorio

- Para su exploración se le pide al paciente elevar los hombros y rotar la cabeza contra una resistencia.
- También se puede tomar un electromiograma de los músculos involucrados.

XII Nervio craneal o Nervio Hipogloso

- a. Para su exploración se le pedirá al paciente que empuje con la punta de su lengua la parte interna de su mejilla, contra la fuerza ejercida por el dedo del examinador.
- b. También se le pide al paciente que proyecte su lengua hacia delante, la dirija hacia la derecha, izquierda, abajo y hacia arriba.

LABORATORIO DE FISILOGIA

PRACTICA: DETERMINACION DE GLUCOSA EN EL HOMBRE (Técnica de Trinder)

OBJETIVOS:

- a) El alumno situará el metabolismo de la glucosa en el sistema endocrino.
- b) El alumno determinará la glicemia en un sujeto en ayunas.
- c) El alumno determinará la glicemia en un sujeto después de una prueba de esfuerzo.
- d) El alumno determinará la glicemia en un sujeto que realiza ejercicio regularmente.
- e) El alumno determinará la glicemia en un sujeto que hace regularmente ejercicio; después de una prueba de esfuerzo.
- f) El alumno determinará la glicemia en un sujeto diabético en ayunas.
- g) El alumno interrelacionará las variables anteriores con el índice de masa corporal.
- h) El alumno inferirá los procesos fisiológicos involucrados en las diferentes variables.

LISTA DE MATERIAL POR EQUIPO

1. Una ligadura.
2. Una jeringa de 5 ml.
3. Un vaso de precipitado de 50 ml con torundas con alcohol.
4. Una pipeta pasteur de 5+con bulbo de hule.
5. Una pipeta de 5 ml.
6. Una pipeta de 1 ml.
7. Una fotocelda.
8. Una gradilla.
9. Tres tubos de ensaye de 10 X 10.

LISTA DE MATERIAL PARA TODO EL GRUPO

1. Una centrifuga clínica.
2. Un spectrónico 20.
3. Un reactivo de color de Trinder.
4. Un reactivo de solución patrón de glucosa.
5. Una pipeta de 5 ml.
6. Una pipeta de 1 ml.
7. Un tubo de ensaye para el blanco; de 10 X 10.
8. Un tubo de ensaye para el patrón; de 10 X 10.
9. Una fotocelda.

PROCEDIMIENTO

- a) El paciente en el cual se realizará la prueba, se deberá encontrar en ayunas.
- b) Previo ase de la región, y con la técnica habitual se extrae 5 ml., de sangre de una vena superficial del antebrazo o del pliegue del codo.
- c) Colocar la sangre en un tubo de ensaye de 10 X 10 (sin anticoagulante).
- d) Centrifugar la sangre del tubo de ensaye a 3500 revoluciones por minuto durante 3 minutos.
- e) Separar el suero con la pipeta Pasteur y depositarlo en otro tubo de ensaye de 10 X 10.
- f) Colocar en otro tubo de ensaye de 10 X 10, 2 ml del reactivo de color de trinder, mas 0.02 ml de plasma.
- g) Esperar 30 minutos a la temperatura ambiente.

En este tiempo (para todo el grupo)

1. Se prepara el blanco, en tubo de ensaye de 10 X 10, con 2 ml de reactivo de color.
2. Se prepara el patrón, de glucosa, en un tubo de ensaye de 10 X 10, se agrega 2 ml de reactivo de color, mas 0.02 ml de patrón de glucosa.
3. Se colocan cada uno en un tubo de lectura para el spectrónico 20.

LECTURA DEL TUBO PROBLEMA *(el de cada equipo)*

1. Se enciende el spectrónico 20, **desde el inicio de la práctica** (para que se caliente).
2. Se ajusta el aparato a cero con aire.

3. Se ajusta el aparato a 100 con agua destilada.
4. Se coloca a una longitud de onda de 520.
5. Colocar el **tubo blanco**, en el tubo de lectura y ajustar a 100 la transmitancia.
6. Colocar el **tubo patrón** en el tubo de lectura y hacer la lectura correspondiente.

LABORATORIO DE FISILOGIA

PRACTICA: DETERMINACIÓN DE GLUCOSA EN EL HOMBRE CON GLUCOMETRO

INTRODUCCIÓN

El descontrol de glucosa (hiperglucemia) en el país, se ha convertido en un problema de salud pública, pues su cronicidad llega a desarrollar Diabetes Mellitas Tipo 2, que es actualmente la primera causa de muerte en México.

El estudiante de medicina debe conocer la cifra normal de glucosa, así como reconocer cuándo esta cifra se encuentra en tolerancia e intolerancia.

Para conocer esta cifra utilizaremos un glucómetro. Aparato que apareció en el mercado mundial en 1962.

El glucómetro ha evolucionado hasta nuestros días que y hoy sólo se requiere de 0.6 uL (microlitros) de sangre y 15 segundos para realizar la lectura de la cifra de glucosa que tiene en ese momento el paciente.

OBJETIVOS:

1. El alumno determinará la glucosa en un alumno en ayunas.
2. El alumno determinará la glucosa en un alumno que NO este en ayunas.
3. El alumno determinará la glucemia en un alumno con antecedentes directos de diabetes.
4. El alumno determinará la glucemia en un alumno obeso.

EL ALUMNO DEBERÁ RESOLVER EL SIGUIENTE CUESTIONARIO

1. Mencione la cifra óptima de glucosa en ayunas en el hombre.
2. El principal sustrato estimulante de insulina en el organismo es:
3. ¿Existen otros estratos que también estimulen la secreción de insulina?, mencione tres.
4. Metabolitamente la insulina es una hormona.

5. ¿Cuántas fases de secreción presenta la insulina y cuánto duran cada una de ellas?
6. ¿Cómo interviene la insulina en el metabolismo de: carbohidratos, proteínas y grasas?
7. Mencione los tejidos más importantes que necesiten de insulina para captar glucosa.
8. Mencione 4 tejidos que No necesitan de insulina para captar glucosa.
9. ¿Cuántas unidades de insulina secreta una persona sana en 24 horas?
10. ¿Cómo se llaman los transportadores de glucosa?
11. ¿Qué le sucede a los receptores de insulina en la diabetes?
12. ¿Por qué es necesario que la cifra de glucosa en el organismo se mantenga constante?
13. Aproximadamente el 50% de la glucosa ingerida al día se oxida ¿hasta?
14. ¿Cuándo decimos que una persona tiene tolerancia e intolerancia de glucosa?, en que cifra se encuentra cada una de ellas.
15. Mencione las cuatro hormonas antagonistas de la insulina.
16. Actualmente, ¿Cuál es el momento más confiable para determinar a la glucosa?, en un paciente con probable Diabetes Mellitas tipo 2.

LISTA DE MATERIA POR EQUIPO

1. Un glucómetro.
2. Un dispositivo de punción.
3. Una tira reactiva %Microfill+
4. Una lanceta %Microlet+
5. Un vaso de precipitado de 50 ml., con torundas alcoholadas.

PROCEDIMIENTO

Haga asepsia con una torunda alcoholada en el dedo y area seleccionada para realizar la punción.

1. Coloque la tira reactiva con el electrodo gris hacia arriba.
2. Al insertar el electrodo aparece la figura de una gota de sangre.
3. Retire la cápsula de punción del dispositivo.
4. Inserte la lanceta en el dispositivo.
5. Una vez colocada la lanceta desenrosque la punta protectora de ésta.
6. Presione el botón para accionar la lanceta.
7. Coloque la gota de sangre en la punta de la tira reactiva.
8. Lea el resultado.

Bibliografía

Fisiología.-

Básica:

1. Pasley, JN. USMLE Road Map Fisiología. 2a. Edición. 2007. Editorial McGraw Hill. ISBN 13 978-970-10-6136-7.
2. Pocock, G. Fisiología Humana. La base de la Medicina. 2ª. Edición. 2005. Editorial Elsevier Masson. ISBN 13: 978-84-458-1479-6.
3. Costanzo, LS. Fisiología. 4ª. Edición 2011. Editorial Elsevier. ISBN 13: 9788-480868242.
4. Hall, JE. Guyton y Hall. Tratado de Fisiología Médica. 12ª. Edición.2011 Editorial Elsevier Saunders.. ISBN 13: 978-84-8086-819-8.
5. Koepfen,BM. Berne y Levy. Fisiología. 6ª. Edición 2009. Editorial Elsevier. ISBN 13: 9788480864343.
6. Barret/Barman/Boitano/Brooks. Ganong. Fisiología Médica. 23ª. Edición.2010. Editorial McGraw Hill Lange. ISBN 978-607-15-0305-3.
7. Mulroney,SE/Myers,AK. Netter. Fundamentos de Fisiología. 1a. Edición 2011. Editorial Elsevier Masson. ISBN 978-84-458-0200-7.
8. Ganong, William F. Fisiología Médica. 20ª. Edición 2005. Editorial Manual Moderno. ISBN 968-426-944-7.
9. Rhoades, RA./Bell,DR. Fisiología Médica. 4ª. Edición. 2012. Editorial Wolters Kluwer/ Lippincott/ Williams & Wilkins. ISBN 978-84-15419-63-1.
10. Tresguerres,JAF. Fisiología Humana. 4ª. Edición. 2010. Editorial McGraw Hill. 978-807-15-0349-7.
11. Dvorkin,Cardinali,Iermoli. Best & Taylor. Bases Fisiológicas de la Práctica Médica. 14ª. Edición 2010. Editorial Médica Panamericana. EAN 9789500602532.
12. Mathews,GG. Fisiología Celular del Nervio y el Músculo. 1989. Editorial McGraw- Hill Interamericana. ISBN 84-7615-377-5.
13. Mezquita, C. Fisiología Médica. Del razonamiento fisiológico al razonamiento clínico. 1ª. Edición. 2011. Editorial Médica Panamericana. EAN 9788498353761.
14. Fox, SI. Fisiología Humana. 10ª. Edición 2008. Editorial McGraw Hill. ISBN 13: 978-84-481-6173-6.
15. Silverthorn, DU. Fisiología Humana. 4ª. Edición.2008. Editorial Médica Panamericana. EAN: 9789500619820.
16. Thibodeau,GA. Estructura y Función del Cuerpo Humano. 14ª. Edición. 2012. Editorial Elsevier. ISBN 97884086962-1.
17. Marieb, Elaine. Anatomía y Fisiología Humana. 9ª. Edición 2008. Editorial Pearson. ISBN: 978-847-829-094-9.

Complementaria:

1. Gould, ER. Fisiología. 1ª. Edición 2011. Editorial Manual Moderno. ISBN: 978-607-448-099-3.
2. Arteaga Martínez,M. Prácticas de Anatomía y Fisiología. 1ª. Edición 2012. Editorial Trillas. ISBN 978-607-17-0962-2.
3. Kapandji, A. Fisiología Articular. 3 tomos. 6ª. Edición. 2006, 2010, 2007. Editorial Médica Panamericana. EAN OC: 9788479033774.
4. Perlemuter,Léon. Anatomo-fisiología. 1ª. Edición 1999. Editorial Masson. ISBN 84-458-0840-0.

5. Silvebernagl/Despopoulos. Fisiología. Texto y Atlas. 7ª. Edición. 2009. Editorial Médica Panamericana. EAN 9788479034443.
6. López Chicharro. Fisiología Clínica del Ejercicio. 1ª. Edición 2008. Editorial Médica Panamericana.
7. Cingolani, HE/Houssay, AB. Fisiología Humana de Houssay. 7ª. Edición. Editorial El Ateneo. ISBN 978 9500203760.
8. Chandar, N./Viselli. Biología Molecular y Celular. 1ª. Edición 2011. Editorial Wolters Kluwer/Lippincott/ Williams & Wilkins. ISBN 978-84-96921-72-6.
9. McConnell/Hull. El Cuerpo Humano. Forma y Función. 1ª. Edición. 2012. Editorial Wolters Kluwer/Lippincott/ Williams & Wilkins.
10. Cohen, Barbara. Memler. El Cuerpo Humano. Salud y Enfermedad. 11ª. Edición 2010. Editorial Lippincott Williams & Wilkins. ISBN: 978-84-96921-56-6.
11. Khurana, Indu. Textbook of Anatomy and Physiology for Health Professionals. 1ª. Edición 2009. Editorial CBS Publishers & Distributors. ISBN 978-81-239-1656-9.
12. Karp, G. Biología Celular y Molecular. 5ª. Edición 2009. Editorial McGraw Hill.
13. Tortora/Derrickson. Introducción al Cuerpo Humano. Fundamentos de Anatomía y Fisiología. 7ª. Edición 2008. Editorial Médica Panamericana. EAN: 9789687988993.
14. Abreu, LM. Compendio de Medicina General. Tomo V. Sistema Músculoesquelético. 2ª. Edición. ISBN: 968-6596-82-8. Editorial Méndez Editores.
15. García, SX/Gijón, E/Prieto, B. Fisiología Médica. 1ª. Edición 2010. Editorial Intersistemas Editores y Facultad de Medicina, UNAM.
16. Kapit/Macey/Meisami. Fisiología. Libro de Trabajo. 1ª Edición 2004, 2ª Reimpresión 2006. Editorial Ariel Ciencias Médicas. ISBN 84-344-3723-6
17. Fernández Garza, Nancy E. Manual de Laboratorio de Fisiología. 4ª. Edición 2008. Editorial McGraw Hill. ISBN 13: 978-970-10-6500-6.
18. Conti, F. Fisiología Médica. 1ª. Edición. 2010. Editorial McGraw Hill. ISBN: 970-10-7341-4.
19. Córdova, A. Fisiología Dinámica. 1ª Edición 2003. Editorial Masson, S.A. ISBN: 84-458-1270-X.
20. Longo/Fauci/Kasper/Hauser/Jameson/Loscalzo. Harrison. Principios de Medicina Interna. 18ª. Edición. Editorial McGraw Hill. ISBN: 978-607-15-0727-3.

Morfología.-

Básica:

1. Rouvière, H./Delmas, A./Delmas, V. Anatomía Humana Descriptiva, Topográfica y Funcional. 10ª. Edición. 1999. Reimpresión 2002. Editorial Masson.
2. Rouvière, H./ Delmas, A./ Delmas, V. Anatomía Humana Descriptiva, Topográfica y Funcional. 4 tomos. 11ª. Edición. 2005. Editorial Elsevier Masson.
ISBN13: 97884458113133, 9788445813140, 9788445813157 y 9788445813164.
3. Quiroz Gutiérrez, F. Tratado de Anatomía Humana. 2 tomos. 36ª. Edición. 2000.
Editorial Porrúa. ISBN 968-432-084-I. Edición Completa.
4. Drake, RL. Gray Anatomía para Estudiantes. 2ª. Edición. 2010. Editorial Elsevier. ISBN 978-84-8086-671-2.

5. Moore, KL. Anatomía con Orientación Clínica. 6ª. Edición 2010. Editorial Wolters Kluwer/Lippincott/Williams & Wilkins. ISBN 978-84-96921-47-4.
6. Moore, KL. Fundamentos de Anatomía con Orientación Clínica. 3ª. Edición. Editorial Wolters Kluwer/Lippincott/Williams & Wilkins.
7. Martini, FH. Anatomía Humana. 6ª. Edición. 2009. Editorial Pearson. ISBN 978-847-829-099-4
8. Pansky, B. Antomía Humana. 6ª. Edición. 1998. Editorial Interamericana McGraw Hill. ISBN 970-10-1635-1.
9. Santoyo, RF. S.I. General Corpus. Anatomía Humana General. 1997. Editorial Trillas.
10. Gardner/Gray/O'Rahilly. Anatomía. 5ª. Ed. 1990. McGraw Hill. ISBN 968-25-1386-3.
11. Gardner/Gray/O'Rahilly. Anatomía. Estudio por regiones del cuerpo humano. 3ª. Edición. Reimpresión 1981.
12. Williams, PL. Anatomía de Gray. 38ª. Edición. 1998. Editorial Harcourt Brace. ISBN 949174-384-4. Obra Completa.
13. Latarjet, M./ Ruiz, A. Anatomía Humana. 3ª. Edición 1995, 5ª. Reimpresión 1999. Editorial Panamericana. ISBN 968-7157-81-X. Obra Completa.
14. Latarjet/Ruiz Liard/Pró. Anatomía Humana. 4ª. Edición. 2 tomos. 2004. EAN 9789500613682, EAN 9789500613699.
15. Romanes, GJ./ Cunningham. Tratado de Anatomía. 12ª. Edición. Editorial McGraw Hill Interamericana.
16. Shünke/Shulte/Schumacher. PROMETHEUS. Texto y Atlas de Anatomía. 3 tomos. 2ª. Edición. 2011. EAN 9788498352221, EAN 9788498352238, EAN 9788498352245.
17. Feneis, H. Nomenclatura Anatómica Ilustrada. 4ª. Edición 2001. Editorial Masson. ISBN 84-458-0830-3.
18. Pró, EA. Anatomía Clínica. 1ª. Edición. 2012. Editorial Médica Panamericana. ISBN 978-950-06-0123-8.
19. Snell, R. Anatomía Clínica. 6ª. Edición. 2002. Interamericana.
20. Lockhart, RD/Hamilton, GF/Fyfe, FW. Anatomía Humana. 1a. Ed. 1965. Nueva Editorial Interamericana. ISBN 968-25-0363-9. (Reimpresión).
21. Alcaráz del Río, Ignacio. Elementos de Anatomía Humana. 15ª. Edición. 2010. ISBN 968-5328-58-7.
22. Drenckhan/Waschke. Benninghoff & Drenckhahn. Compendio de Anatomía. 1ª. Edición. 2010. EAN 9788498352016.
23. Gilroy/MacPherson/Ross/Schünke/Schulte/Schumacher. Prometheus. Atlas de Anatomía. 1a. Ed. 2008. Editorial Médica Panamericana. EAN 9788479036003

Diseccción:

1. López, L. Atlas de Anatomía Humana. 1970. Editorial Interamericana.
2. De Lara, S. Manual de Técnicas de Disección. Harla. 1987.
3. Negrete, HJ. Manual de Disecciones. 13ª, 14ª. Edición. Reimpresión 2011. Editorial Méndez Editores. ISBN 968-5328-65-X
4. Guzmán, S. Manual de Disecciones. 2ª. Edición. 2006. Editorial McGraw Hill. ISBN 970-10-5694-9.
5. Crafts, RC. Guía de Disección. Estudio Regional del Cuerpo Humano. 1ª. Edición. 1989. Editorial Noriega.
6. Rohen, JW./Yokochi, Ch./ Lütjen-Drecoll, E. Atlas de Anatomía Humana. Estudio Fotográfico del Cuerpo Humano. 7ª. Edición. 2011. Editorial Elsevier.

7. Rohen, JW. Yokochi, Ch. Atlas Fotográfico de Anatomía Humana. 3ª. Edición. 1994. Editorial Doyma.
8. Sinelnikov, RD. Atlas de Anatomía Humana. 2ª. Edición. 1983. Editorial Mir.
9. Smith-Agreda. Escolar. Reconstrucciones Humanas. Por planos de disección. 1ª. Edición 2010. EAN 9788498353037.
10. Tank, PW.- Grant. Manual de Disección. 15ª. Edición. 2012. Editorial Wolters Kluwer/Lippincott/Williams & Wilkins.

Neuroanatomía:

1. Kiernan, J. El Sistema Nervioso Humano de Barr : un punto de vista anatómico. 8ª. Edición. 2006. ISBN 970-10-5693-0.
2. Snell, R. Neuroanatomía Clínica. 6ª. Edición. 2007. Editorial Médica Panamericana. ISBN 978-950-06-0089-7.
3. López Antúnez. Anatomía Funcional del Sistema Nervioso. Limusa. 1996.
4. Puelles López/Martínez Pérez/Martínez de la Torre. Neuroanatomía. 1ª. Edición 2008. EAN 9788479034535.
5. Valadez R., Juan. Neuroanatomía Funcional. 1a. Ed. 2002. Ediciones de Neurociencias. México.
6. Nava Segura. Neurología Clínica. 4ª. Edición. 1981. Editorial Unión Gráfica.
7. Snell, R. Neuroanatomía Clínica. 7ª. Edición. 2010. Editorial Wolters Kluwer/ Lippincott/Williams & Wilkins. ISBN 978-84-96921-51-1.

Complementaria:

1. LütjenDrecoll/Rohen. El Cuerpo Humano. 1ª. Edición. 2012. Editorial Médica Panamericana. EAN 9789500602853.
2. Real Academia Nacional de Medicina. Diccionario de Términos Médicos. 1ª. Edición. 2011. Editorial Médica Panamericana. ISBN 9788498351835.
3. McConnell, TH. El Cuerpo Humano, forma y función. 1ª. Edición. 2012. Editorial Wolters Kluwer/Lippincott Williams & Wilkins . ISBN 978-84-15419-43-3.
4. Haines, DE. Neuroanatomía. Atlas de Estructuras, Secciones y Sistemas. 8ª. Edición. 2011. ISBN 978-84-15169-03-1.
5. Lippert, H. Anatomía con Orientación Clínica. 1ª. Edición 2005. Editorial Marbán. ISBN 84-7101-213-8.
6. MacKinnon/Morris. Oxford. Anatomía Funcional. 3 tomos. 1ª. Edición. 1993. Editorial Médica Panamericana. ISBN 950-06-5048-7 Obra Completa.
7. Lindner, HH. Anatomía Clínica. 1ª. Edición. 1990. Editorial Manual Moderno.
8. Recondo, JA. Resonancia Magnética en el Tobillo-Pie. 1ª. Edición. 2001. Editorial Díaz de Santos. ISBN 84-7978-478-4.
9. Netter, FH. Atlas de Anatomía Humana. 4ª. Edición. Editorial Elsevier Masson. ISBN 978-84-4581-759-9.
10. Weir, J. Atlas de Anatomía Radiológica. 1ª. Edición. 1990. Editorial Doyma ISBN 84-7592-275-9.
11. Ríos Briones, Nidia. Imagenología. 2ª. Y 3ª. Ediciones. 2007 y 2011. Editorial Manual Moderno. ISBN 970-729-116-8, 9786074480849.
12. Valerius, KP. El libro de los músculos. 1ª. Edición 2009. Editorial Ars Médica ISBN 978-84-9751-446-0.
13. Sobotta. Atlas de Anatomía Humana. 21ª. Edición. 2006. Editorial Médica Panamericana. ISBN 84-7903-633-8.

14. Tank, PW. LWW. Atlas de Anatomía Humana. 1ª. Edición 2009. Editorial Wolters Kluwer/Lippincott/ Williams & Wilkins. ISBN 978-84-96921-21-4.
15. Miralles Marrero, R. Biomecánica clínica de los tejidos y las articulaciones del aparato locomotor. 2ª. Edición. 2005. Editorial Masson. ISBN 84-458-1518-0.
16. Herbaux, Isabelle. Podología Geriátrica. 1ª. Edición. 2007. Editorial Paidotribo. ISBN 978-84-8019-977-3.
17. Olson, TD. A.D.A.M. Atlas de Anatomía Humana. 1ª. Edición. 1997, Reimpresión 2002. Editorial Masson. ISBN 84-458-1258-0.
18. Williams, PL. Anatomía de Gray. Bases Anatómicas de la Medicina y la Cirugía. 38ª. Edición 1998. Editorial Harcourt Brace. ISBN 949174-384-4 Obra Completa.
19. Parkin, I. Anatomía Esencial Ilustrada. 3ª. Edición. 2009. Editorial McGraw Hill. ISBN 13 978-970-10-6869-4.
20. Carpenter, M. Text of Neuroanatomy. 1994. Baltimore & London, Williams & Wilkins.
21. Loukas, Marios. GRAY Repaso de Anatomía. Preguntas y Respuestas. 1ª. Edición 2010. Editorial Elsevier. ISBN 978-84-8086-688-0.
22. Brantigan, Otto. Anatomía Clínica. 1ª. Publicación 1967, Quinta impresión 1979. Editorial Compañía Editorial Continental, S.A., México.
23. Kuntzman, AJ. Anatomy and Physiology for the Manual Therapies. 1a. Edición 2010. Editorial Wiley. John Wiley & Sons, Inc. ISBN 978-0-470-04496-4.
24. Kadasne, DK, Kadasne's Textbook of Anatomy (Clinically Oriented). 1a. Edición 2009. Editorial Jaypee Brothers Medical Publishers (P) LTD. ISBN 978-81-8448-455-7.
25. Benner, Klaus-U./Wuillemet, Sascha. Atlas de Anatomía. 1ª. Edición 2006. Editorial LIBSA. ISBN 84-662-1220-5.
26. Paulsen, F./ Waschke, J. Sobotta. Atlas de Anatomía Humana. 3 Tomos. 23ª. Edición 2012. Editorial Elsevier. ISBN 13: 978840868747.

CRONOGRAMA DE PRACTICAS DEL LABORATORIO DE FISIOLÓGÍA

MODULO: PIEL Y MUSCULO ESQUELETICO

- enero : Presentación , formación de equipos, reglamento.
- enero : Manejo del fisiógrafo.
- enero : Mecánica Muscular + Transmisión neuromuscular.
- ene/feb : Electromiograma en el hombre + Sesión de integración.
- febrero : Caso Clínico + Revisión bibliográfica + **EXAMEN 1**
- febrero : **EXAMEN 2**

MODULO RESPIRATORIO

- febrero : Respiratorio (Parte A). Diámetros toráco- abdominales + Escalón de Harvard.
- feb/mar : Respiratorio (Parte B). Volúmenes pulmonares (lección 8 y 12 de BIOPAC).
- marzo : Sesión de Integración + Caso clínico + **EXAMEN 1**
- marzo : Revisión bibliográfica + **EXAMEN 2**

MODULO CARDIOVASCULAR

- marzo : Introducción teórica al módulo de cardiovascular.
- mar/abr : Transmisión del impulso cardiaco en corazón de rana.
- abril : Ciclo cardiaco en corazón de rana.
- abril : Electrocardiografía Parte I y II (lecciones 5 y 6 de BIOPAC).
- abril : Presión arterial y venosa + pulsos arteriales + exploración precordial + experimento de Harvey.
- mayo : Sangre (Parte I y II). Algunas propiedades fisiológicas de la sangre. Grupo sanguíneo + Hematocrito + V.E.S. + Coagulación.
- mayo : Sesión de Integración + Caso clínico + **EXAMEN 1**
- mayo : Revisión bibliográfica + **EXAMEN 2**

MODULO DIGESTIVO

- mayo : Sesión de integración.
- may/jun : Caso clínico.
- junio : Propiedades del músculo liso.
- junio : **APLICACIÓN DE EXAMEN EXTRAORDINARIO, PERIODO B**
- junio : Revisión bibliográfica.
- jun/ jul : **EXAMEN 1**
- jul : **EXAMEN 2**

MODULO URINARIO

- agosto : Diuresis en el hombre.
- agosto : Examen general de orina.
- agosto : Sesión de Integración + Caso clínico + **Examen 1**
- agosto : Revisión bibliográfica + **EXAMEN 2**

MODULO NERVIOSOS Y ORGANOS DE LOS SENTIDOS

- agos/sept : Reflejos en la rana.
- septiembre : Reflejos en el hombre.
- septiembre : Electroencefalografía (Parte I y II).
- septiembre : Exploración de los Nervios Craneales.
- septiembre : Sesión de Integración
- octubre : Caso clínico
- octubre : Revisión bibliográfica + **EXAMEN 1**
- octubre : **EXAMEN 2**

MODULO ENDOCRINO

- octubre : Determinación de glucosa en el hombre (Técnica de Trinder y con glucómetro)
- oct/nov : Sesión de integración + Caso clínico
- noviembre : Revisión bibliográfica + **EXAMEN 1**
- noviembre : **EXAMEN 2**

LABORATORIO DE FISILOGIA

REGLAMENTO INTERNO

(MARCO LEGAL: APROBADO EN SESION ORDINARIA DEL 25 DE NOVIEMBRE DEL 2011 POR EL COMITÉ ACADÉMICO DE CARRERA)

I. Se permitirá la entrada únicamente a los alumnos inscritos en listas oficiales al laboratorio de FISILOGIA de acuerdo al grupo y horario correspondiente.

II. NO SE PERMITE la entrada con alimentos así como beber y fumar en el laboratorio, tampoco con gorras y shorts.

III. El alumno es responsable de los objetos personales que porte (celulares prendidos, pulseras y /o relojes) durante la clase de laboratorio.

IV. Para iniciar las actividades de acuerdo al programa académico, es obligatorio que estén los profesores designados para cada grupo y / o sección (equipos) mientras tanto no se les entregará material para la práctica.

V. La hora de entrada será con base en la Legislación Universitaria, con 10 minutos de tolerancia.

VI. El llenado de solicitud y entrega del material para el desarrollo de la clase, será en los primeros 15 minutos de la hora programada de clases (siempre y cuando estén los profesores correspondientes al grupo y horario) dando así una tolerancia de 15 minutos después de iniciada la actividad.

VII. El alumno debe conducirse con absoluto respeto con sus profesores y compañeros para poder ingresar y permanecer en el laboratorio de fisiología.

VIII. Al ingreso el alumno deberá portar el uniforme blanco con bata blanca, guantes quirúrgicos, cubre bocas, según sea necesario en la práctica correspondiente.

IX. Después de la clase el alumno deberá traer para su aseo personal jabón, toalla de tela o desechable, y cepillo quirúrgico así como una solución preparada de agua jabonosa al 50 % y cloro el otro 50 %.

X. Después de su uso, el material solicitado deberá entregarse limpio y seco al responsable del laboratorio. Es necesario limpiar la mesa de trabajo antes y después de la práctica.

XI. Durante la práctica los alumnos serán responsables del buen desarrollo de las actividades de laboratorio, así como del material y equipo proporcionado.

XII. Los alumnos serán responsables de conservar limpio el laboratorio y del buen manejo de los residuos biológico-infecciosos utilizando los contenedores correspondientes para desechos biológicos (fluidos) y punzo cortantes (hojas de bisturí y agujas).

XIII. Las envolturas de guantes, de plástico o papel, las sabanas desechables con que se cubrió al espécimen (animal de experimentación), guantes, cubre bocas, gorros serán depositados en los botes de basura que se encuentran a un lado de las puertas de los laboratorios.

XIV. Al final los especímenes biológicos utilizados (animales de experimentación) deberán ser depositados en los contenedores apropiados para desechos biológicos, para ser enviados al Bioterio.

XV. El alumno deberá tener sumo cuidado para el manejo del instrumental, del Fisiógrafo y del Biopac durante el desarrollo de la práctica de laboratorio.

XVI. Para evitar accidentes, los libros, mochilas, suéteres se colocarán en un extremo de la mesa, dejando suficiente espacio para realizar las actividades de la práctica.

LINEAMIENTOS PARA EL CASO CLÍNICO PARA FISILOGIA

(MARCO LEGAL: APROBADO EN SESION ORDINARIA DEL 25 DE NOVIEMBRE DEL 2011 POR EL COMITÉ ACADÉMICO DE CARRERA)

PROPÓSITO

El esquema del proceso de aprendizaje, consiste en enfrentarse al problema, aplicar los conocimientos previos y el razonamiento e identificar las necesidades de aprendizaje mediante un proceso interactivo; desarrollando el estudio independientemente de las necesidades de aprendizaje identificadas, aplicar al problema, los conocimientos adquiridos y sintetizar lo aprendido.

Los casos clínicos constituyen un RETO para el aprendizaje.

DESDE EL PUNTO DE VISTA EDUCATIVO

El estudiante organiza la información, fomenta el razonamiento, evoca y descubre la necesidad de adquirir conocimientos adecuados y pertinentes para aclarar y/o solucionar problemas.

- Avanza en la comprensión o solución del problema.
- Realiza la identificación de pistas (que incluyen el planteamiento del problema o problemas).
- Formula hipótesis (identificación de lo que se desconoce y que se convertirá en las necesidades de aprendizaje, y que a su vez deberán corresponder con los objetivos de aprendizaje que se definan para el curso.

El principio básico del aprendizaje basado en problemas, consiste en confrontar a los estudiantes con un problema, situación determinada como fuente de aprendizaje. De tal manera que si el alumno ve, escucha, hace, analiza, razona e incluso comete errores; el aprendizaje será recordado en un largo tiempo, formando alumnos más competentes.

OBJETIVO GENERAL

El aprendizaje basado en problemas es una estrategia educativa concentrada en el alumno.

Y el estudio a lo largo de la vida profesional, enriqueciendo la práctica educativa, contribuyendo así a la mejora de la calidad académica de los egresados de la carrera de Médico Cirujano de FES Zaragoza y por lo tanto de los servicios de salud.

Los casos clínicos tienen como objetivo:

- Promover el aprendizaje activo, significativo, y teniendo como propósito desarrollar el juicio crítico, el razonamiento clínico, el hábito por el estudio independiente, así como el trabajo en equipo.
- Promover el aprendizaje independiente y autodirigido.

OBJETIVOS EDUCACIONALES

Seleccionar de entre una serie de casos clínicos por aparatos y sistemas, proporcionados con anticipación y que sean considerados de interés de acuerdo a su:

- Actualidad.
- Originalidad.
- Confiabilidad.
- Aplicabilidad.
- Trascendencia.
- Utilidad práctica.
- Utilidad didáctica.

Y no de acuerdo a:

- Su extensión.
- El servicio por el que esta rotando y/o módulo correspondiente.
- El trabajo de investigación que este elaborando.
- La publicación de un resumen adecuado.
- La rareza del tema.
- La facilidad de traducción.
- Su publicación en español.

ESTRUCTURA DE UN CASO CLÍNICO

EL ALUMNO DEBERA

- Describir del caso clínico (partes).
- Identificar las pistas, hechos o datos orientadores.
- Formular las hipótesis, explicaciones, y diagnósticos presuncionales.
- Identificar en sus áreas y objetivos de aprendizaje.
- Tener fuentes de información.

EL PROFESOR DEBERA

- Hacer la Introducción del caso clínico.
- Dar las Pistas, hechos o datos orientadores.
- Proponer y Dar la Hipótesis, explicación, y diagnósticos presuncionales.
- Relacionar el Área u objetivos de aprendizaje de las disciplinas involucradas.
- Dar las Fuentes de información.

PROCESO DE APRENDIZAJE BASADO EN PROBLEMAS.

Se utiliza un caso con un problema de un paciente, con un problema de salud o un problema de investigación no resuelto, relevante y estimulante, que requiere ser aclarado o solucionado; para ello se lleva acabo un procedimiento sistemático que consiste en los siguientes pasos:

I.-Planteamiento del problema.

Definición de términos conceptos identificación de pistas.

II.-Hipótesis.

Las causas, que puede explicar el problema.

III.-Objetivos de aprendizaje.

Identificar necesidades de aprendizaje de lo que se va a investigar.

IV.-Aprendizaje independiente.

Encontrar información y conocimientos nuevos.

V.- Síntesis de conocimientos.

Integración de conocimientos previos y nuevos. ¿cómo se entiende en el momento del problema?

VI.-Repetición.

De algún paso previo o todos según se necesario.

VII.- Transferencia.**PRESENTACIÓN INICIAL DEL CASO****I.- PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA**

1.- La primera parte presenta un escenario. Es una situación de salud, el problema. Se entrega a los alumnos por el profesor.

2.- Se actualiza, en base a los conocimientos previos, con sentido común y razonamiento, sin consulta de recursos de aprendizaje.

3.- Se identifican los términos y conceptos poco claros del caso.

4.-Se identifican (pistas, hechos). Datos orientadores, estos son signos y síntomas.

5.- Datos históricos, hechos psicosociales, (manifestaciones) de diversa índole que ayudan a comprender el problema. Una pista puede ser un hecho que se desvía de la normalidad, o un hecho normal que se asocia o influye en el caso. Los estudiantes deben aprender a jerarquizar las pistas y a organizarlas de tal manera que lo que en principio parece trivial o irrelevante, puede convertirse en relevante.

Se realiza el planteamiento del problema o que se tiene que explicar para comprender o solucionar el problema.

II.- FORMULACIÓN DE HIPOTESIS

Se fundamenta la información a través de las pistas, datos, hechos orientadores y problema (s).planteado(s) según el nivel de conocimientos de los estudiantes. Se formula de manera integral, en términos de mecanismos biológicos y

psicosociales. Las hipótesis no deben formularse en forma de diagnóstico clínico en los primeros años de la carrera porque los objetivos educativos están principalmente orientados al aprendizaje de los mecanismos biológicos correspondientes a las áreas básicas.

III.- OBJETIVOS DE APRENDIZAJE

Se define el área, se convierten en objetivos de aprendizaje que el grupo deberá lograr antes (aceptación o rechazo) **NO SE DEBERÁ DE REPARTIR** entre sí los contenidos de la lista de aprendizaje, se identifican los recursos o fuentes de información más adecuados que necesiten consultar para dar respuesta.

IV.- APRENDIZAJE INDEPENDIENTE

Se debe de responsabilizar al alumno a estudiar los objetivos de aprendizaje en forma individual consultando las fuentes de información libros revistas, audiovisuales, expertos en el área de estudio, internet, etc. Las citas mencionadas en las referencias bibliografías no deben estar limitadas, se puede tener una búsqueda adicional. Se intentara explicar y discutir los mecanismos causantes del problema del padeciente o situación identificando hasta que nivel se aclara o se soluciona el problema planteado. Las hipótesis planteadas se analizan nuevamente y pueden ser modificadas rechazadas o aprobadas con fundamentos sólidos.

VI.- RETROALIMENTACIÓN

La parte 2 y los subsecuentes contienen información adicional. En esta parte pueden los alumnos identificar más pistas, revisar las hipótesis previas, nuevas pistas, se dispone nuevamente de un periodo de estudio individual y de discusión grupal.

VII.- TRANSFERENCIA DE CONOCIMIENTOS ADQUIRIDOS

El procedimiento sistemático para analizar problemas que servirá de base al alumno para recordar conocimientos ante casos similares que se le presenten en un futuro. El alumno adquiere gradualmente y con rapidez y habilidad en la aclaración o solución del, problema o problemas.

VIII.- EVALUACIÓN

Esta es de carácter continuo o a lo largo del proceso educativo. Incluye no solo el examen del conocimiento adquirido, sino también el análisis de la actuación del estudiante. El alumno al finalizar el caso clínico revisa brevemente por sí solo, y después con el profesor lo que aprendió, restableciendo medidas correctivas para lograr un aprendizaje más eficiente. Se debe consultar y aplicar la metodología y sus características específicas.

LINEAMIENTOS PARA LA REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

(MARCO LEGAL: APROBADO EN SESION ORDINARIA DEL 25 DE NOVIEMBRE DEL 2011 POR EL COMITÉ ACADÉMICO DE CARRERA)

OBJETIVO GENERAL:

La sesión bibliográfica tiene como objetivo que el estudiante y el medico en formación, obtenga la máxima utilidad posible de cada uno de los artículos que lean, al capacitarlos para seleccionar los más adecuados, de modo que puedan mantenerse actualizados de los informes mundiales sobre la especialidad, mediante el conocimiento de las normas de investigación clínica, el resumen adecuado de las publicaciones, su crítica, la diferenciación entre los trabajos de buena calidad y los de mala calidad, la discusión de las repercusiones que la publicación pueda tener sobre el manejo de sus pacientes, el diseño de procedimientos de investigación clínica, y en última instancia, la aplicación de todos estos conocimientos durante su ejercicio profesional.

OBJETIVOS ADICIONALES:

1. Seleccionar, de entre una serie de artículos proporcionados de antemano, todos aquellos que considere de interés de acuerdo a su:

- Actualidad.
- Originalidad.
- Confiabilidad.
- Aplicabilidad.
- Trascendencia.
- Utilidad práctica.
- Utilidad didáctica.

Y no de acuerdo a:

- Su extensión.
- El servicio por el que esté rotando y/o módulo correspondiente.
- El trabajo de investigación que este elaborando.
- La publicación de un resumen adecuado.
- La rareza del tema.
- Su facilidad de traducción.
- Su publicación en español.

2. Ante un artículo publicado, o ante un resumen adecuado, identificar si este corresponde a una editorial, una monografía, un reporte de caso (s), un trabajo retrospectivo o un estudio prospectivo.

3. Describir verbalmente y/o por escrito los criterios para evaluar las editoriales, las monografías, las normas y los reportes de caso (s), los trabajos retrospectivos y los estudios prospectivos de acuerdo con las normas mencionadas en la bibliografía.

4. Ante una serie de artículos, diferenciar aquellos que cumplen con los requisitos de las normas generales para su elaboración descritos en la bibliografía, de aquellos que no los cumplen.
5. Comentar verbalmente y/o por escrito, los artículos que se le asignen con anticipación, al inicio del módulo, basado en las normas generales para su evaluación descritas en la bibliografía, y las condiciones mencionadas en el inciso 1.
6. Comentar verbalmente y/o por escrito, los resúmenes de los artículos que se presenten durante la sesión bibliográfica, de acuerdo con las normas generales para su evaluación descritas en la bibliografía, las condiciones mencionadas en el inciso 1 y las normas para la evaluación de resúmenes que se mencionan en el documento anexo.
7. Ante un artículo publicado o ante un resumen, distinguir los diferentes componentes de que consta, cuando no estén expresados (introducción, material, métodos, discusión, conclusiones, resumen).
8. Ante un artículo publicado o ante un resumen adecuado, identificar la técnica de investigación clínica utilizada, cuando no este expresada de acuerdo con los conceptos mencionados en la bibliografía (glosario).
9. Ante un artículo publicado o ante un resumen adecuado, identificar si la técnica de la investigación clínica utilizada fue o no adecuada para los fines que perseguía el trabajo.
10. Ante un artículo publicado o ante un resumen adecuado, diferenciar si las conclusiones a las que llegaron los autores son o no las correctas de acuerdo con los resultados del trabajo.
11. Ante un artículo publicado o ante un resumen adecuado, en el que el profesor o el alumno en formación, consideren que las conclusiones de los autores no corresponden a los resultados obtenidos, se emitirá, verbalmente y/o por escrito, sus propias conclusiones de acuerdo con los mismos resultados.
12. Ante un artículo de investigación clínica en el que solo se presenta la introducción, el material, los métodos y los resultados, el medico en formación, emitirá sus propias conclusiones.
13. Ante un artículo publicado el alumno en formación contestara con base a sus conocimientos.

**LINEAMIENTO PARA LA ELABORACION
DE UN RESUMEN DE UN
ARTICULO MEDICO, PARA UNA SESION BIBLIOGRAFICA**
(MARCO LEGAL: APROBADO EN SESION ORDINARIA DEL 25 DE NOVIEMBRE DEL 2011 POR EL
COMITÉ ACADÉMICO DE CARRERA)

1. Elaborar el resumen en una sola hoja, tamaño carta, por un solo lado, con un margen de 4 cm. a la izquierda y 1 cm. a la derecha.
2. A máquina y a doble espacio.
3. Con redacción clara y de acuerdo a las normas gramaticales.
4. Debe incluir ficha de bibliografía completa con:
 - 4.1. Apellido e iniciales del autor principal del artículo, seguido de dos puntos (:).
 - 4.2. Título completo del artículo en el idioma original en que fue escrito, con mayúsculas.
 - 4.3. Título de la revista en que fue publicado (si se utilizan abreviaturas deben ser aceptadas en el Index Medicus).
 - 4.4. Volumen de la revista en que fue publicado el artículo, dos puntos, pagina inicial, coma y el año de publicación, todo en números arábigos.
 - 4.5. Centro de trabajo de los autores, entre paréntesis al final de la cita.
Ejemplo: **ÍGASTROINTESTINAL CAPSULE ENDOSCOPY: FROM TERTIARY CENTRES TO PRIMARY CARE.,BMJ;332; 528-531 ,2006 (Royal Hallamshire Hospital) Í.**
5. Debe contener un resumen del objetivo que persiguen los autores del trabajo.
6. Debe contener un resumen del material y los métodos utilizados por los autores.
7. Debe contener un resumen de los resultados obtenidos por los autores.
8. No necesita contener un resumen de la discusión y es preferible que no lo contenga.
9. Debe contener un resumen de las conclusiones de los autores.
10. Debe contener el nombre y la categoría de la persona que elaboro el resumen.