



UNIVERSIDAD VERACRUZANA

**FACULTAD DE
QUÍMICA FARMACÉUTICA BIOLÓGICA**



GUÍA DE PRÁCTICAS DE MORFOFISIOLOGÍA



ELABORARON:

Dr. Eduardo Rivadeneira Domínguez

Dra. Minerva Hernández Lozano

Dra. Luz Irene Pascual Mathey

Dra. Tania Molina Jiménez

Dra. Blandina Bernal Morales

Xalapa- Veracruz, México.

PRESENTACIÓN

El presente manual tiene, entre otros objetivos, proporcionar las herramientas necesarias que un licenciado en Química Farmacéutica Biológica debe poseer, mostrando los tópicos más esenciales en las ciencias morfofisiológicas, los cuales permitirán al estudiantado desarrollar su capacidad de observación, análisis crítico y deducción, inherentes en la vocación científica. Así mismo, dicha compilación representa un material didáctico que promueve el autoaprendizaje y el trabajo en equipo, así como el crecimiento educativo.

La conjunción de esfuerzos por parte de docentes que imparten dicha experiencia educativa para realizar esta guía de prácticas incita al lector a adentrarse en una genuina curiosidad acerca de cómo están constituidos los organismos vivos y cómo desarrollan funciones complejísimas y vitales, siendo estos fundamentos de gran utilidad en otras áreas del conocimiento, que finalmente lo beneficiarán a él en lo particular y a la ciencia en un ámbito más bien general.

Esperando que este material sea de un total provecho, queda de más mencionar la responsabilidad que el estudiante de Q.F.B. tiene consigo mismo en su formación académica y en el quehacer en el ámbito social y profesional, dejando siempre en alto el nombre y prestigio de su alma máter.

JUSTIFICACIÓN

La experiencia educativa de morfofisiología abarca los temas más significativos en las ciencias anatómicas, morfológicas y fisiológicas. Debido a la considerable extensión de dichas disciplinas, se procura el suficiente acercamiento a estas áreas del conocimiento proyectándose como antecedente imprescindible para las experiencias educativas disciplinares y terminales del Q.F.B. Se apoya del trabajo a realizar en el laboratorio, desarrollando las habilidades cognoscitivas y manuales partiendo de los conocimientos previos del estudiante.

En congruencia con el sistema de enseñanza MEIF de la Universidad Veracruzana basado en competencias, el alumno deberá desarrollar sus capacidades de juicio crítico y analítico en un ambiente de ética, templanza y seriedad ante la experimentación con sujetos experimentales, respetando y apegándose de manera estricta e imparcial a las normas de manejo de animales de laboratorio.

INTRODUCCIÓN

Los manuales de prácticas son compendios de actividades experimentales cuya finalidad es que los estudiantes apliquen sus conocimientos teóricos en la demostración de un fenómeno en particular.

En el caso de la Morfofisiología, al ser una experiencia clave para el Q.F.B. al brindar las herramientas necesarias para el adecuado manejo de materiales e instrumentos quirúrgicos, así como el primer contacto con animales como modelos, requiere de la realización de prácticas de laboratorio concretas y verificadas que ejemplifiquen lo que ocurre a nivel de los diferentes tejidos y sistemas bajo diversas condiciones.

Dado que en nuestra dependencia se está en proceso de transición del Modelo MEIF del plan 2002 al 2012, en cual involucra reducción en el número de créditos y por ende de horas de clase, surge la iniciativa de elaborar un manual de prácticas de Morfofisiología acorde a los lineamientos de nuevo plan de estudios, el cual al estar validado por la práctica, permitirá abordar de forma congruente los saberes heurísticos de dicha experiencia educativa conforme se van revisando los contenidos conceptuales en la experiencia teórica.

Dicho manual consta de 17 prácticas de las cuales se describe su objetivo, generalidades y fundamento, basados en literatura reciente, la cual se incluye como referencia al final de cada actividad experimental. Asimismo, se brinda una lista del material biológico, instrumentos, equipos y reactivos que se emplearán en cada caso, acompañados de una descripción clara paso a paso, de cada uno de los procedimientos experimentales a realizar. El manual incluye también figuras inéditas y otras referenciadas para ejemplificar la anatomía, fisiología o parte de los procedimientos que va a realizar el alumno. Cabe destacar que, como actividad de reforzamiento, se incluyen cuestionarios al término de cada práctica que al resolverse complementan la información obtenida en sus resultados. En los ANEXOS se brindan indicaciones sobre la disposición generales para el trabajo en el laboratorio, el manejo de los residuos químicos y biológicos generados de acuerdo a la legislación vigente NOM-052-SEMARNAT-2005 (residuos químicos) y NOM-087-ECOL-SSA1-2002 (residuos peligrosos biológico infecciosos). Se incluyen además 3 prácticas complemento en caso de contar con el tiempo extra para su realización, contemplando que esta experiencia educativa práctica se imparte tres horas a la semana.

UNIDAD DE COMPETENCIA

El estudiante será capaz de entender el funcionamiento de los sistemas que forman parte del cuerpo humano y sus mecanismos de regulación a través de la utilización de diversos modelos animales y tejidos vegetales, asimismo utilizará simuladores para complementar o reemplazar las prácticas de laboratorio, sobre todo aquellas en donde se tengan que utilizar animales en peligro de extinción, evitando así dañarlos, así como llevar a cabo experimentos difíciles de realizar en un laboratorio real debido a que no exista el equipo y/o reactivos disponibles para complementar su aprendizaje. Para lograrlo, el estudiante deberá desarrollar su pensamiento crítico, de análisis, argumentación y asociación de ideas, entre otros.

ESTRATEGIAS METODOLÓGICAS

De aprendizaje	De enseñanza
<ul style="list-style-type: none"> • Cognitivas: búsqueda y consulta de fuentes de información, resolución de cuestionarios, imitación de modelos, realización de prácticas de laboratorio, elaboración de reportes escritos y de manuales o compendios de prácticas, discusión en pequeños grupos y en sesión plenaria de resultados de las prácticas. • Metacognitivas: discusiones grupales en torno a cada tema. • Afectivas: discusiones acerca del uso y valor del conocimiento, exposición de motivos y de metas. 	<ul style="list-style-type: none"> • Examen diagnóstico • Organización de grupos colaborativos • Exposición con apoyo tecnológico variado (simuladores, software educativo, plataforma virtual EMINUS) • Revisión de bitácoras y prácticas. • Análisis de resultados de las prácticas y manejo estadístico de datos. • Aprendizaje basado en problemas • Asistencia a conferencias, talleres o cursos.

APOYOS EDUCATIVOS

Materiales didácticos	Recursos didácticos
<ul style="list-style-type: none"> ➤ Programa estudio de la EE ➤ Paquete didáctico de Morfofisiología (avalado en 2019, actualizado en 2020). ➤ Otros: libros en pdf, revistas, antologías, fotocopias, programas de cómputo y audiovisuales, videos, simuladores, entre otros. 	<ul style="list-style-type: none"> ➤ Material, equipo y reactivos de laboratorio especificados en la guía de prácticas del Paquete didáctico, pintarrón, marcadores, borrador, computadora portátil, proyector digital, programas de cómputo, laboratorios, cámara de video, conexión a internet, Plataforma Institucional EMINUS, grupos en EMINUS, Facebook o Blogs.

EVALUACIÓN DE DESEMPEÑO

Evidencia (s) de desempeño	Criterios de desempeño	Ámbito(s) de aplicación	Porcentaje
Examen escrito u oral exploratorio/diagnóstico con reactivos de opción múltiple, relación, de reflexión, afirmaciones incompletas, verdadero/falso por cada tema del curso.	Coherencia, suficiencia y pertinencia en las respuestas a los reactivos o propuestos.	Aula Laboratorio	0%
Bitácora por práctica	Los productos entregados deben reflejar suficiencia, pertinencia, coherencia, racionalidad, viabilidad, cobertura, eficiencia, fluidez y claridad de acuerdo a la temática propuesta e indicaciones dadas por el docente.	Aula Laboratorio	20%
Desempeño práctico en el laboratorio	Guía de observación, autoevaluación y coevaluación que reflejen: habilidades y actitudes en el laboratorio conforme al reglamento interno de la Facultad de QFB y las NOM sobre manejo de animales de laboratorio, RPBI y residuos químicos.	Laboratorio	10%
Examen parcial y/o final con reactivos de opción múltiple, relación, de reflexión, afirmaciones incompletas, verdadero/falso por cada tema del curso.	Coherencia, suficiencia y pertinencia en las respuestas a los reactivos o propuestos.	Aula Laboratorio	30%
Prácticas de laboratorio y/o manual de prácticas	Escala de verificación y Rúbrica para prácticas de laboratorio en los que se tome en cuenta: a) entrega en tiempo y forma; b) elaboración conforme a las indicaciones del académico y c) diseño del compendio o manual de prácticas acorde a los lineamientos sugeridos.	Laboratorio Aula	40%
Total:			100%

ACREDITACIÓN

Para acreditar esta EE el estudiante deberá asistido como mínimo al 80% de las clases y presentar las evidencias de desempeño para obtener cuando menos un 60%, considerando que se integra la calificación total de la EE considerando el curso teórico de 60% y el práctico 40%. La escala de calificación será de 2 al 10. La calificación mínima aprobatoria de 6.

ÍNDICE

	Pág.
TEMA. INTRODUCCIÓN A LA MORFOFISIOLOGÍA	
Práctica 1. Material quirúrgico, suturas y anestesia	1
Práctica 2. Anatomía macroscópica y microscópica de sistemas y órganos	13
TEMA. SISTEMA NERVIOSO	
Práctica 3. Función del cerebro	22
Práctica 4. Funciones reflejas del sistema nervioso	27
Práctica 5. Preparación neuromuscular en rata	36
Práctica 6. Privación sensorial y sensaciones somáticas	41
TEMA. SISTEMA ENDOCRINO Y REPRODUCTOR	
Práctica 7. Choque insulínico en peces	50
Práctica 8. Variaciones cíclicas de la temperatura corporal en la mujer	56
Práctica 9. Ciclo estral en la rata hembra	63
Práctica 10. Conducta sexual en la rata	66
TEMA. SISTEMA CARDIOVASCULAR	
Práctica 11. Presión arterial y frecuencia cardiaca	70
Práctica 12. Contracción del músculo cardiaco (automatismo cardiaco)	77
Práctica 13. Perfusión cardiaca	80
Práctica 14. Punción venosa y manejo de muestras sanguíneas	83
TEMA. SISTEMA RESPIRATORIO	
Práctica 15. Modelo de pulmón y mecánica de la respiración	93
Práctica 16. Efectos de los cambios de temperatura sobre los movimientos respiratorios en peces.	102
TEMA. SISTEMA DIGESTIVO	
Práctica 17. Digestión de carbohidratos y lípidos	105
TEMA. SISTEMA RENAL	
Práctica 18. Función renal y diuresis	113
PRÁCTICAS COMPLEMENTO: los sentidos	
Práctica 19. Sentido del gusto	122
Práctica 20. Disección de un ojo y pruebas de visión	126
Práctica 21. Audición	137
ANEXOS	
1) Lineamientos para el trabajo en el laboratorio y manejo de animales de laboratorio Facultad de QFB	139
2) Manejo de residuos químicos	145
3) Manejo de RPBI	179

PRÁCTICA 1

MATERIAL QUIRÚRGICO, SUTURAS Y ANESTESIA

DURACIÓN 3h

OBJETIVO

El alumno se familiarizará con el uso de anestésicos en animales de experimentación, así como en el empleo de material empleado comúnmente en cirugías.

GENERALIDADES

La Asociación para el Estudio del Dolor lo define como una sensación displacentera o experiencia emocional asociada con un potencial daño físico. La analgesia es la imposibilidad de experimentar dolor, sin perder la conciencia. Un procedimiento que sea considerado doloroso en seres humanos, también debe ser considerado molesto para un animal, ya que el concepto de dolor es exclusivamente humano; en los animales se hace alusión al término nocicepción. Es por ello que en lo posible, debe recibir el beneficio de la analgesia y en ocasiones de la anestesia (1-4). Los signos clínicos indicativos de malestar incluyen: evitación, vocalizaciones, agresividad, reducida actividad, aislamiento del grupo social, piloerección, contracciones corporales, escaso acicalamiento, reducción del apetito y pérdida de peso (5). Los anestésicos generales empleados en roedores como el isofluorano y los barbitúricos no brindan una analgesia significativa por lo cual debe acompañarse de algún analgésico. La analgesia debe proporcionarse en la dosis y frecuencia necesarias para controlar el dolor. Es importante por tanto que todo protocolo en el cual se induzca en los animales potencial daño, debe estar justificado y aprobado por el Comité de Ética Animal correspondiente y aceptado por la NOM-062-ZOO-1999 (6).

La cirugía, del griego *kheir*, mano y *erion*, trabajo, es la rama de la medicina que trata las enfermedades y accidentes, total o parcialmente mediante procedimientos manuales, instrumentos, o ambos. En general, los instrumentos están en contacto con los tejidos por lo cual el cirujano debe conocerlos en detalle. Los instrumentos quirúrgicos fueron modificados a través del tiempo, pero los primeros se encontraron en las culturas griega, romana y egipcia, quienes los empleaban para fijación y corte. La cantidad y calidad de los instrumentos se basa en las costumbres, preferencias y posibilidades económicas de cada cirujano, sin embargo, los portaagujas y las tijeras por su amplio uso y frecuencia conviene que sean de calidad superior. La mayor parte del instrumental quirúrgico se manufactura actualmente de acero inoxidable, lo que le brinda cualidades como la rigidez, capacidad de corte, resistencia al desgaste y corrosión. La capa pasiva es una tenue película de óxido de cromo principalmente que actúa como coraza contra la corrosión, por lo cual deben evitarse las microfisuras debidas a abrasivos y golpes.

Entre las principales recomendaciones para emplear el material quirúrgico están: a) darle el uso para el cual fue diseñado, b) tratar los instrumentos delicadamente protegiéndolos de golpes, pérdida de filo y evitando colocarles encima objetos pesados, c) evitar el contacto prolongado de sustancias agresivas (material biológico, soluciones salinas, antisépticos, oxidantes), d) no someterlo a la acción de ácidos o bases concentrados. En cuanto al lavado de material, las recomendaciones son: enjabonar con detergente quirúrgico, friccionar con un cepillo de cerdas no metálicas, enjuagar con agua desmineralizada y secar inmediatamente para evitar formación de manchas en la superficie.

La forma correcta de asir cada instrumento es aquella que brinde comodidad, de manera que sea una extensión de su mano. A continuación, se muestran algunas formas de emplear el instrumental quirúrgico apropiadamente (8):

FUNDAMENTO

Antes de cualquier procedimiento analgésico, los animales deben ser observados para prevenir y evitar cualquier complicación como exceso de secreciones respiratorias que puedan bloquear la entrada de aire, infecciones respiratorias, problemas gastrointestinales y deshidratación (diarrea). Es preferible también que no sean alimentados antes de un procedimiento anestésico, debido a que tienen muchos de ellos la imposibilidad de vomitar, sin embargo, tampoco debe privarse del alimento por muchos días, ya que esto conduce a hipoglicemia y el animal puede morir. En caso de que se requiera explorar la funcionalidad de sistema digestivo, el animal debe ser alimentado 3 a 4 h antes de cualquier procedimiento quirúrgico (7).

La pérdida de calor ocurre muy rápido en roedores debido a su tamaño pequeño, la ausencia de actividad muscular y el enfriamiento pueden resultar en la anestesia general inhalatoria. Si el procedimiento es demasiado largo y la no se prevé esto, el animal puede morir. Por tanto, es importante mantener al animal caliente colocándolo sobre gasas, envolviéndolo en una toalla, colocándolo bajo una luz roja a una distancia razonable (20-25cm de la bombilla), colocándolo en una cama de recirculación de agua caliente, envolviéndolo en un plástico con burbujas de aire, colocarlo cerca de recipientes calientes, discos de calentamiento para microondas (que se colocan en la caja pero que no tocan al animal. Evite el sobrecalentamiento, ya que puede causar hipertermia irreversible (5).

Como los roedores se deshidratan más rápido que otras especies, se debe administrar 0.2 a 0.5ml/100g de solución isotónica, como salina al 0.9% subcutáneamente, antes de la anestesia. Asimismo, debido a que durante cualquier procedimiento los ojos de los animales permanecen abiertos, se deben lubricar con una solución oftálmica estéril. Si además se requiere analgesia, ésta se debe dar antes que la anestesia (5, 7).

Anestesia

El término anestesia fue acuñado por el Dr. Wendell Holmes el 21 de noviembre de 1846 al unir las raíces griegas *an*, que significa sin, y *estesia*, sensibilidad. Actualizando el término, anestesia puede definirse como la pérdida reversible de la sensibilidad por empleo de agentes químicos y con fines de terapéutica quirúrgica. De acuerdo con la extensión de la anestesia, se divide en: a) general, cuando su efecto se ejerce a nivel del sistema nervioso central, que se asocia a pérdida reversible de la conciencia y es extensiva a todo el cuerpo; b) regional, cuando el bloqueo es a nivel de troncos nerviosos y ocasiona pérdida de la sensibilidad en una región anatómica, y c) local cuando por depósito de los agentes anestésicos en un sitio o área determinada se bloquean las fibras nerviosas terminales (8). Los objetivos farmacológicos de la anestesia clínica son: a) analgesia, b) narcosis, c) abolición de los reflejos del sistema nervioso autónomo y d) relajación muscular.

Etapas y monitoreo

Las etapas que caracterizan a la anestesia general son (1):

Primera: Inducción.

Segunda: Excitación.

Tercera: Anestesia quirúrgica.

Cuarta: Parálisis bulbar o medular.

Los signos a apreciar en caso de anestesia profunda en roedores incluyen (5, 6):

- a) Reflejo palpebral: al estimular suavemente el borde de los párpados con la punta del dedo o una gasa limpia el animal ya no parpadea (no es confiable cuando el animal está anestesiado con ketamina).
- b) Abstinencia del reflejo de flexión de extremidades. Al pinchar con presión la piel de los dedos de las patas inferiores, el animal no se mueve. Esto indica que se encuentra en la 3ª etapa de anestesia.
- c) La respiración se vuelve regular, torácica y abdominal.
- d) El color de las membranas mucosas de la nariz y hocico permanecen color rosa-rojo.

La elección de anestésico se puede hacer considerando la siguiente tabla (7):

Tabla 1. Anestésicos recomendados para animales con fines de experimentación y enseñanza dependiendo del taxón						
Taxón	Barbitúrico (Pentobarbital sódico)	Tiopental (pentotal)	Ketamina	Uretano	Exobarbital	Tiamital
Rata	25 * IV 50-50 *IP	20 * IV 40 *IP	22-44* IM	0.75 *IP	200 *IP	40-70 * IV Sol al 1%
Ratón	35 *IV 40-50 *IP	25 *IV 50 *IP	22-44 *IM		200 *IP	
Cobayo	30 *IV 40 *IP	20 *IV 40-50 *IP	22-44 *IM	1.5 *IP	200 *IP	
Conejo	30 * IV 30 *IP	20 *IV	22-44 *IM	1.0 *IV 2.0 *IP	40 * IV	45-60 *IV Sol. al 2%

IV= intravenosa IP= intraperitoneal IM= intramuscular *= mg/Kg de peso vivo

Material quirúrgico

Siempre es conveniente identificar el instrumental quirúrgico antes de cualquier procedimiento, lo que permite ahorrar tiempo y tener mayor precisión durante las cirugías. Una vez identificado, el material quirúrgico debe tomarse y usarse de manera que no compita con la anatomía de la mano, por lo cual se deben aprovechar los movimientos naturales de apertura y cierre del puño, lo que se conoce como posición fisiológica. Algunas de ellas se observan en las siguientes figuras (8, 9):





Figura 1-27. Toma correcta de un portaagujas.



Figura 1-29. Toma de un porta agujas según el método empuñadura tenar.



Figura 1-32. Toma del bisturí como lapicera (toma clásica).

Clasificación del material para cirugía

Es posible dividir el material en dos grandes grupos: para cirugía general y para cirugía especial. Los primeros se emplean en todas las operaciones, mientras que los segundos se usan en las distintas especialidades quirúrgicas (traumatología, oftalmología, etc.). A continuación, se describen e ilustran los principales instrumentos para cirugía general (8, 9):

- a) *Pinzas para fijación de paños de primer campo.*- se emplean para unir tejidos, aunque no son imprescindibles, ya que puede emplearse en su lugar puntos de sutura simple o materiales adhesivos. Incluyen a las siguientes:



Figura 2-1. Pinza de Jones (Kirmisson).

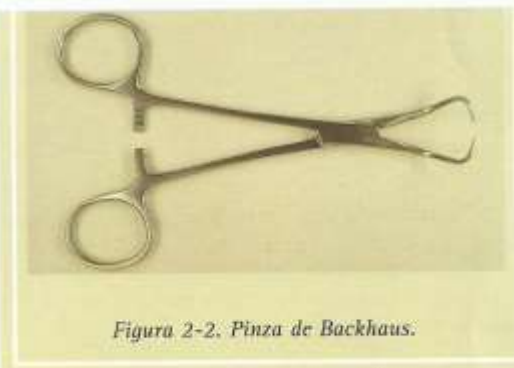


Figura 2-2. Pinza de Backhaus.

- b) *Pinzas para fijación de paños de segundo campo.*- se emplean de forma similar a las anteriores pero permiten fijar los paños a los bordes de una incisión. Incluyen a las que se muestran a continuación:

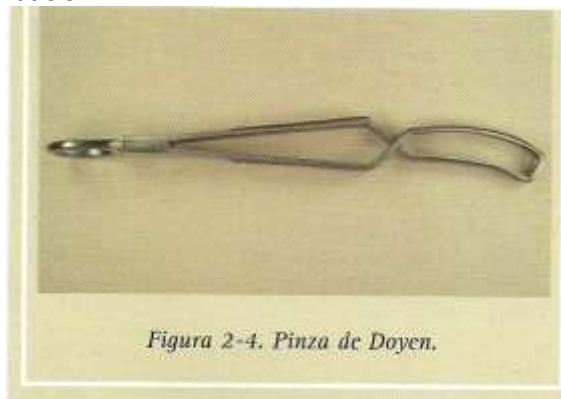


Figura 2-4. Pinza de Doyen.

- c) *Instrumental para diéresis.*- se emplean para tener acceso a través de los tejidos. Incluyen al bisturí y las tijeras. Los primeros pueden ser de hoja intercambiable (como se muestran en la figura siguiente) o fija (escalpelo), este último ya está casi en desuso. Las tijeras se ocupan para cortar hilos, seccionar tejidos por laminación o deslizamiento y como elemento romo de disección. A continuación, se indican algunos ejemplos de bisturíes, escalpelo y tijeras.



Figura 2-5. Escalpelo.



Figura 2-6. Mangos de bisturí.
a) N° 3; b) N° 4; c) N° 5.

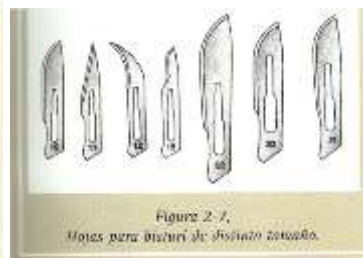


Figura 2-7.
Hojas para bisturí de distinto tamaño.



Figura 2-8.
Tijera roma aguda.



Figura 2-10.
Tijera de Mayo.

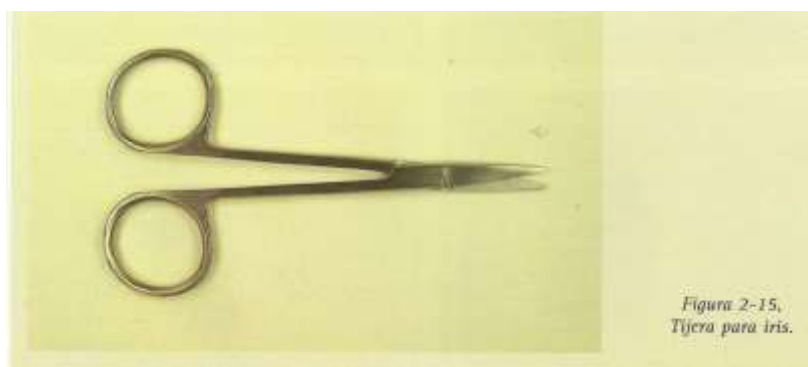


Figura 2-15.
Tijera para iris.

- d) *Instrumental para prensión.*- se emplea para tomar y manipular diversos tejidos en forma transitoria, ya sea por un lapso corto de tiempo (prensión elástica) o prolongado (prensión continua). Incluyen a las siguientes pinzas:

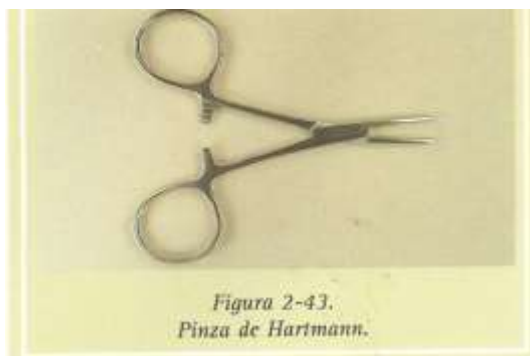


Figura 2-43.
Pinza de Hartmann.

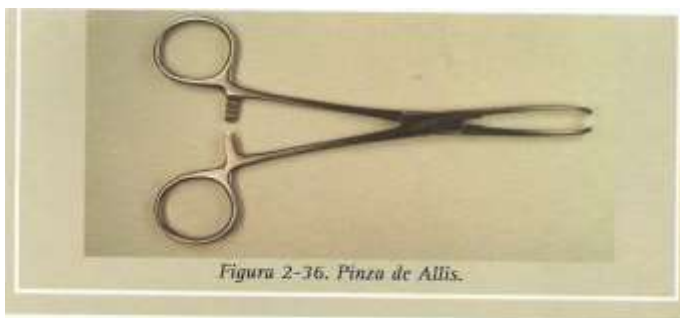


Figura 2-36. Pinza de Allis.



Figura 2-37. Pinza de Allis (detalle).



Figura 2-25. Pinza de disección.



Figura 2-26.
Pinza de disección (detalle).



Figura 2-27. Pinza dientes de ratón.



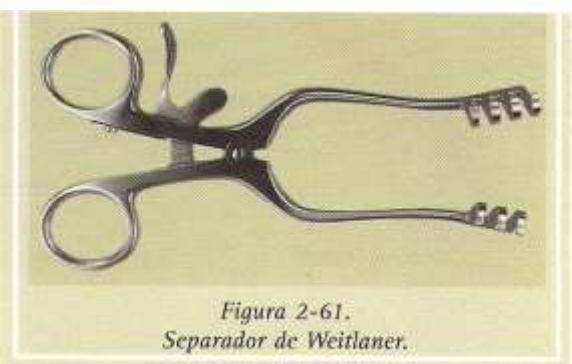
Figura 2-28. Pinza de Brown o de dientecillos.



Figura 2-29. Pinza de Brown o de dientecillos (detalle).



- e) Instrumental para exposición (separadores).- se emplea para separar tejidos, lo que da claridad, calidad, simplicidad y seguridad a todas las maniobras realizadas por el cirujano. Los hay dinámicos y manuales, que son sostenidos por un ayudante, y los estáticos, que una vez colocados se mantienen solos en los bordes de la herida.



- f) *Portaagujas*.- Se usan para la toma y manipulación de agujas de sutura, por lo cual su superficie muestra una suave estricción o un pequeño surco o cavidad para no aplanar las agujas curvas al tomarlas. A continuación, se muestran algunos modelos.

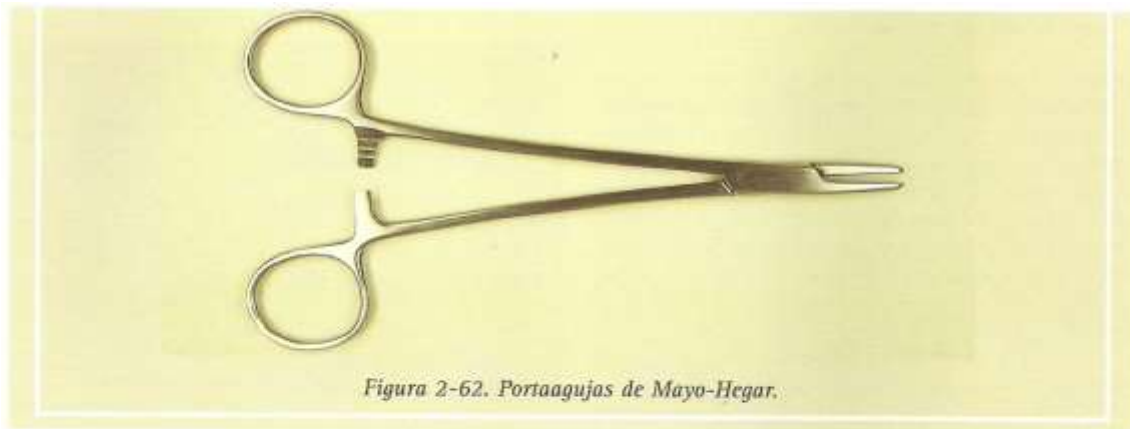


Figura 2-62. Portaagujas de Mayo-Hegar.



Figura 2-63. Portaagujas de Crile-Wood.



Figura 2-64. Portaagujas de Crile-Wood y Mayo-Hegar, comparación (detalle).

g) *Instrumental misceláneo o complementario.*- de uso vario.

Sonda acanalada.- se emplea para realizar diéresis centrífuga como conductor. Es un vástago acanalado con en extremo plano en forma de mariposa para asirla.

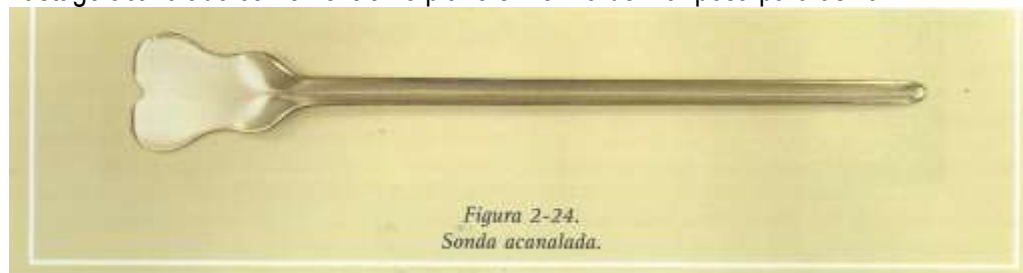


Figura 2-24.
Sonda acanalada.

Suturas

La sutura consiste en la reparación de una solución de continuidad mediante la unión de sus bordes. Su objeto es acelerar y asegurar la cicatrización y reestablecer las características anatomofuncionales del tejido. En el caso de medicina humana y animal, hay algunas diferencias: la estética y los cuidados postoperatorios. En los animales por estar cubiertos de pelo, lograr una cicatriz estética no es tan importante, aunado a que en ocasiones hay dificultad para darle limpieza y asegurar que no se infecte, ya que el animal puede lamerla o morderla. Hay varios factores que influyen en la cicatrización de una herida como son: factores locales (infecciones, cuerpos extraños, hemorragias), tipo de tejido, cantidad de tejido suturado, tratamiento farmacológico añadido, edad biológica, desnutrición, obesidad, hipoproteinemia y tipo de material de sutura.

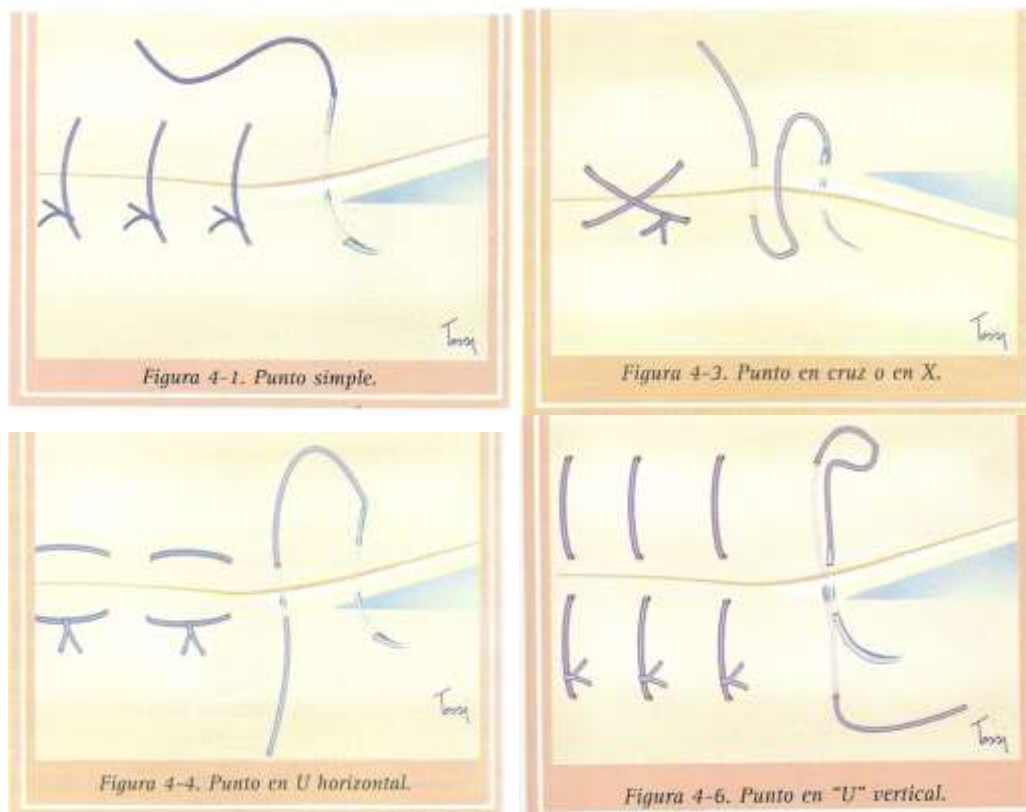
Existen muchos tipos de materiales de sutura y agujas que proveen una adecuada y segura aproximación de los bordes de una herida. Los hay naturales (catgut, seda) y sintéticos (lino,

algodón) o mineral (acero). También los hay absorbibles (pierden su tensión antes de 60 días de implantadas) y no absorbibles (larga duración o de por vida).

Las principales recomendaciones para realizar una sutura son:

- Asepsia
- Afrontar tejidos homólogos con bordes netos (regularizados de ser posible)
- Oclusión lo más hermética posible
- Evitar presión o tensión excesiva porque puede provocar trastornos circulatorios locales.
- Todas las agujas curvas deben usarse con portaagujas
- La dirección de la colocación de las suturas es variable y los cabos de nudos deben quedar cortos.

Los patrones de sutura básicos se clasifican en discontinuos (separados) o continuos (varios con el mismo hilo). El punto simple se emplea para heridas netas, irregulares o colgajos y se puede hacer con aguja recta o curva. El punto en X se emplea para tejidos gruesos como el muscular. El punto en U al ser sutura de relajación se utiliza principalmente para piel y mucosas. Se observan cada uno de ellos a continuación (8, 9):



MATERIAL Y EQUIPO

Estuche de disección
Torundas de algodón pequeñas

MATERIAL BIOLÓGICO

Muslo, pierna o pechuga de pollo

REACTIVOS

Pentobarbital sódico

Hilo quirúrgico y de costura negro
Papel china
Tijeras
Palillos de dientes con punta redonda
Algodón
Frasco de vidrio de boca ancha con tapa o desecador
Jeringas de insulina
Cronómetro
Recipientes para residuos químicos y biológicos

PROCEDIMIENTO

Material quirúrgico

1. Atienda a la descripción de cada instrumento mostrado por el docente, así como su uso.
2. Una vez explicado el tipo de suturas, proceda a coser en punto sencillo, de U y X con ayuda del material correspondiente una hoja de papel de china.
3. Repita el procedimiento con el tejido pollo previamente cortado con el bisturí.

Anestesia general

1. Para esta segunda parte de la práctica se emplearán ratas, la cuales serán distribuidos de acuerdo con el sexo (hembras y machos).
2. Se realizan los cálculos necesarios para estimar la cantidad de pentobarbital a administrar en las ratas seleccionadas, ajustando el volumen de manera tal que una rata de 300 g reciba 0.15 ml por vía intraperitoneal.
3. Una vez administrado el pentobarbital mantener en observación a los animales hasta que estén en anestesia profunda. Observar cuidadosamente el comportamiento de la rata e identificar las diferentes fases de anestesia. Estimar el tiempo de inducción de la anestesia.
4. Realizar la disección correspondiente de acuerdo a las indicaciones del profesor, que serán acordes a lo referido en el Reglamento Interno de la Facultad de QFB y las NOM de residuos químicos y biológicos.

RESULTADOS

Dibuje el material mostrado y su uso, así como las fases de la anestesia en animales y los tipos de sutura empleados.

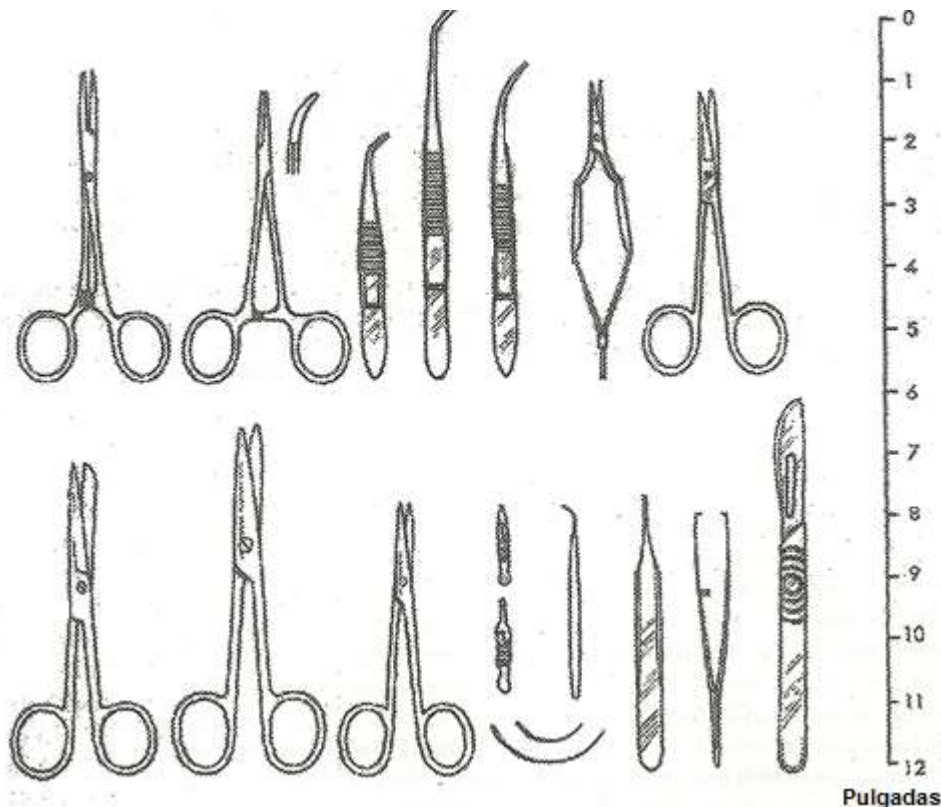
CONCLUSIÓN

El hallazgo obtenido en la práctica
Se cumplió o no el objetivo propuesto

CUESTIONARIO

1. ¿Bajo qué normatividad nacional e internacional se rigen los protocolos de investigación que emplean modelos animales?
2. Busque otros fármacos anestésicos empleados en procedimientos quirúrgicos.

4. ¿Cuáles son las cirugías más empleadas en roedores como procedimientos didácticos o de investigación?
5. Investigue los nombres en español y en inglés de cada uno de los materiales quirúrgicos mostrados a continuación:



REFERENCIAS

1. Goodman A. y L.S. Gilman. **Las bases farmacológicas de la Terapéutica**. Ed. Mc Graw Hill. México, 2003.
2. Katzung, BG, Masters SB y Trevor AJ. **Farmacología básica y clínica**. 11ava edición Ed. McGraw Hill. México, 2010.
3. Clark WG, Brtater DC, Johnson AR. **Farmacología clínica de Goth**. Editorial médica panamericana. México, 1990.
4. Stone T, Darlington G. **Cómo funcionan los fármacos, píldoras y tóxicos**. Editorial Ariel. España, 2001.
5. Mc Hill University. **Anestesia and analgesia**. Module 3. The laboratory rodent. Laboratory animal Biomethodology workshop. Canada, S/A.
6. Norma Oficial Mexicana **NOM-062-ZOO-1999**. 14 de diciembre de 2009.
7. Martínez Dubois. **Anestesia quirúrgica**. Capítulo 8. Fascículo segundo: transoperatorio. 2009.
8. Hernández SZ, Negro VB. **Cirugía en pequeños animales**. Instrumental-Suturas-Nudos. Intermedica editorial. Argentina, 2009.
9. Livingstone C. **Pharmacological Experiments on intact preparations**. Edinburg University, 1970.

PRÁCTICA 2

ANATOMÍA MACROSCÓPICA Y MICROSCÓPICA DE LOS SISTEMAS Y ÓRGANOS

DURACIÓN 3h

OBJETIVO

Identificar la organización anatómica de los sistemas que integran el cuerpo humano mediante un estudio comparativo con un animal de laboratorio.

GENERALIDADES

La anatomía se estudió primero sólo por disección, es decir, cortando y separando las estructuras del cuerpo para examinar sus relaciones. En la actualidad, las técnicas de imágenes contribuyen también al progreso del conocimiento anatómico.

Dos ramas de la ciencia constituyen los fundamentos para entender las partes y funciones del cuerpo: la **anatomía**, que estudia las estructuras corporales y sus interrelaciones, y la **fisiología**, que estudia sus funciones (1).

El término **disección** en anatomía es la palabra que se aplica a una operación por medio de la cual se separan, se descubren y se presentan los diferentes tejidos y órganos del cuerpo, con el único propósito de que sean estudiados. La propia palabra anatomía quiere decir disección y se le considera el sistema base en la ciencia; además la anatomía, científicamente se encarga de estudiar la formación, colocación y la conexión entre sí, de las diferentes partes del cuerpo vegetal o animal (1).

Los órganos son estructuras compuestas por dos o más tipos de tejidos. Un sistema está compuesto por órganos correlacionados que tienen una función en común.

Todo órgano posee su forma, sus conexiones o inserciones, sus relaciones inmediatas o alejadas, con los órganos vecinos, una vascularización (arterial, venosa y linfática) y una inervación. Un órgano evoluciona en el curso de la vida; posee una expresión superficial o una proyección sobre los planos cutáneos, sirve para algo y posee una función aislada o en función con otros órganos, puede tener su forma y su función modificadas por una enfermedad o traumatismo (2).

Todos los sistemas trabajan de forma coordinada y estructuralmente sólo pueden ser separados como método de estudio para comprender la unidad global que es el ser vivo (3).

La piel o **sistema tegumentario** es fundamental para la supervivencia. Su función principal es la de protección. Protege a los tejidos subyacentes frente a la invasión de microorganismos nocivos, impide la penetración de numerosas sustancias químicas y reduce la lesión mecánica de las estructuras situadas bajo ella (Fig. 1).

El **sistema esquelético** está formado por huesos y los tejidos relacionados como el cartílago y los ligamentos que, juntos proporcionan al cuerpo un marco rígido de soporte y protección (Fig. 2).

Cada uno de los músculos constituye un órgano del **sistema muscular**. Los músculos no sólo producen movimiento, sino que también son responsables de generar el calor necesario para mantener una temperatura central constante (Fig. 3).

El cerebro, la médula espinal y los nervios son los órganos del **sistema nervioso**. Las principales funciones de este complejo sistema son la comunicación, la integración y el control de las funciones orgánicas (Fig. 4).

El **sistema endocrino** está constituido por glándulas especializadas que segregan directamente a la sangre sustancias químicas denominadas hormonas. Los órganos del sistema

endocrino realizan las mismas funciones que el sistema nervioso, es decir, comunicación, integración y control (Fig. 5).

El **sistema cardiovascular** consta del corazón y de un sistema de vasos sanguíneos entre los que encontramos arterias, arteriolas, metaarteriolas, capilares, vénulas y venas. La principal función del sistema cardiovascular es el transporte de oxígeno y dióxido de carbono, hormonas, nutrientes, etc. (Fig. 6).

El **sistema linfático** está constituido por la linfa., los vasos linfáticos, los ganglios linfáticos y los órganos linfáticos como el timo y el bazo. Su función es defender al organismo de agentes extraños (Fig. 7).

Los órganos del **sistema respiratorio** son la nariz, la faringe, la tráquea, los bronquios y los pulmones. Juntos estos órganos permiten el movimiento de aire a los pulmones (Fig. 8).

Los numerosos órganos del **sistema digestivo** son la boca, la faringe, el esófago, el intestino delgado, el intestino grueso, el recto y el conducto anal. Estos órganos contribuyen al mantenimiento de un ambiente estable para las células del cuerpo (Fig. 9).

Los órganos del **sistema urinario** son los dos riñones, los uréteres, la vejiga y uretra. Los riñones funcionan para limpiar la sangre de numerosos productos de desecho que se producen continuamente por el metabolismo de los alimentos en las células del cuerpo (Fig. 10).

Los **sistemas reproductores** de hombre y mujeres se combinan para asegurar la concepción y el desarrollo de la descendencia. El correcto funcionamiento del sistema reproductor garantiza la supervivencia, no del sujeto, sino del código genético (Fig. 11 y 12) (3).

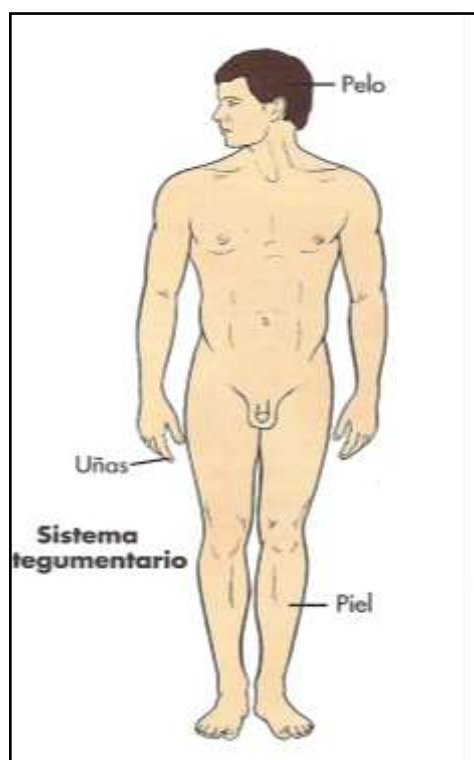


Figura 1 Sistema tegumentario.



Figura 2 Sistema esquelético

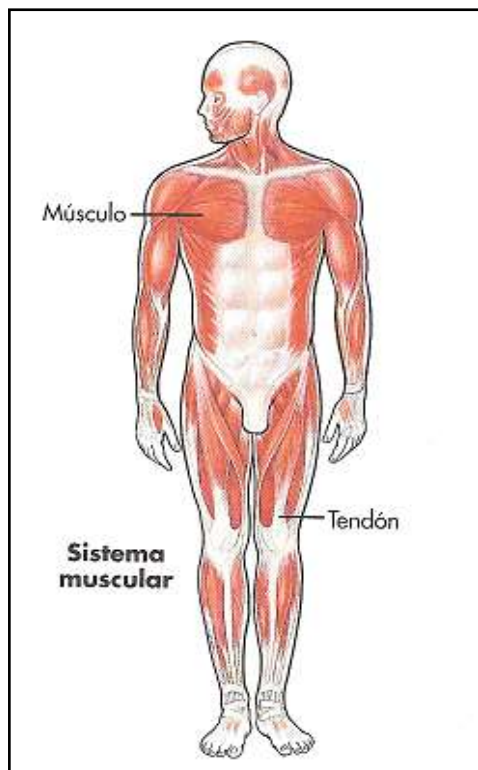


Figura 3 Sistema muscular.

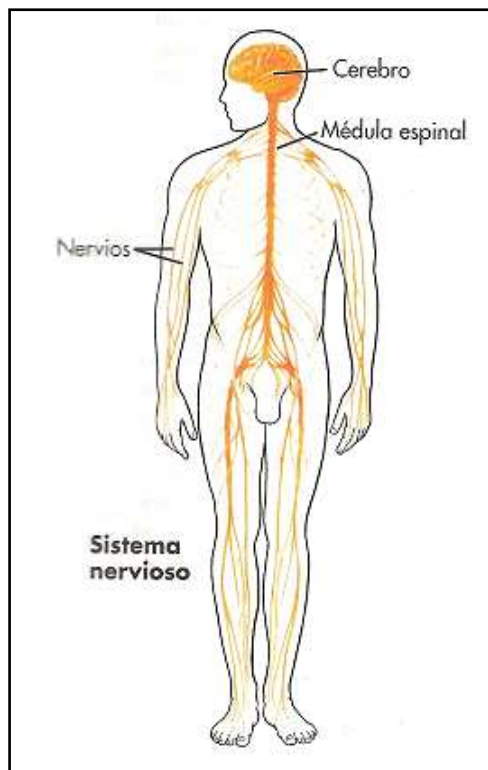


Figura 4 Sistema nervioso.

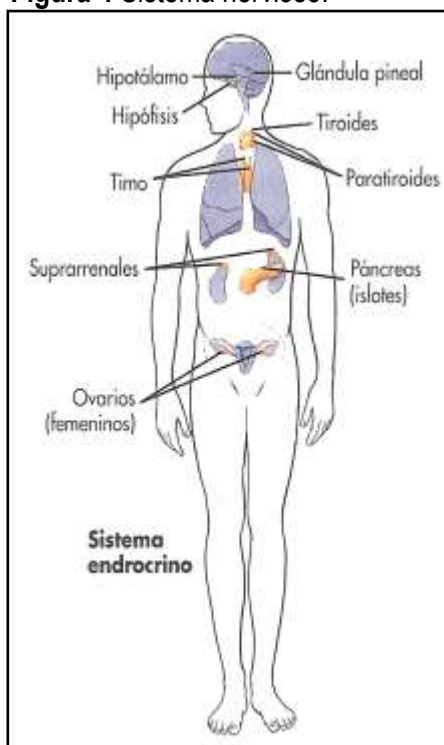
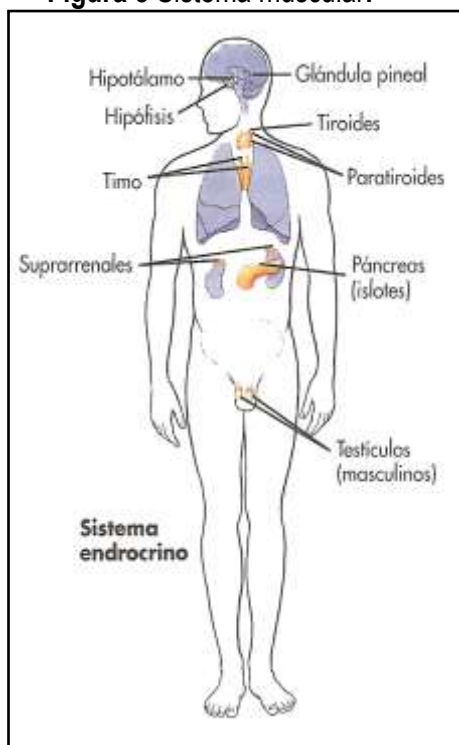
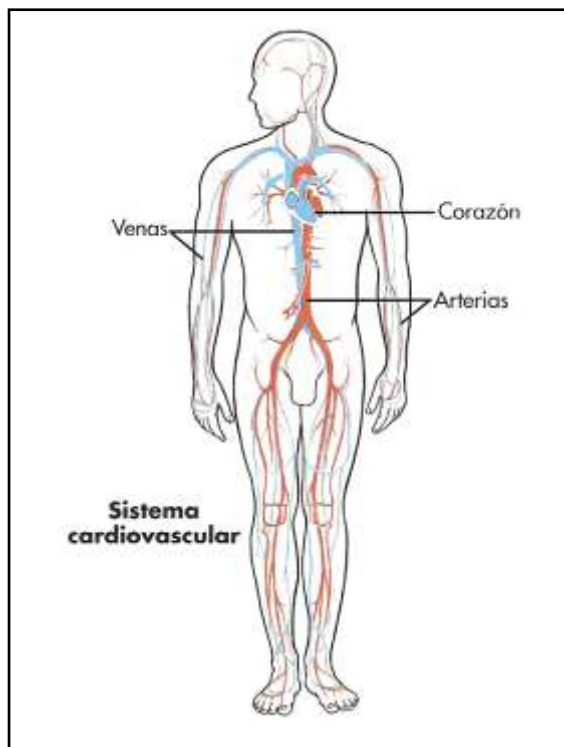
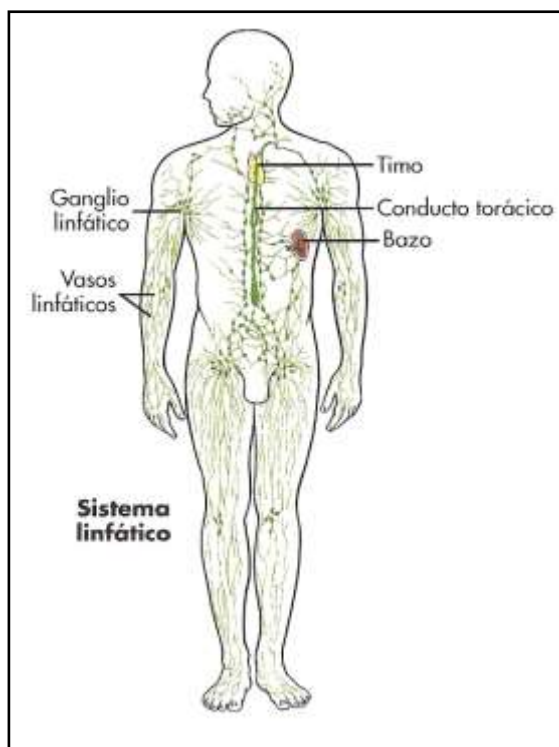


Figura 5 Sistema endocrino.



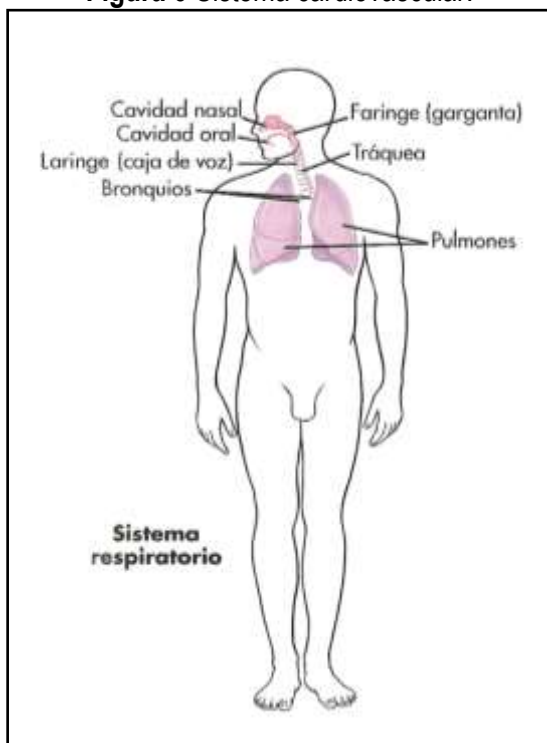
Sistema cardiovascular

Figura 6 Sistema cardiovascular.



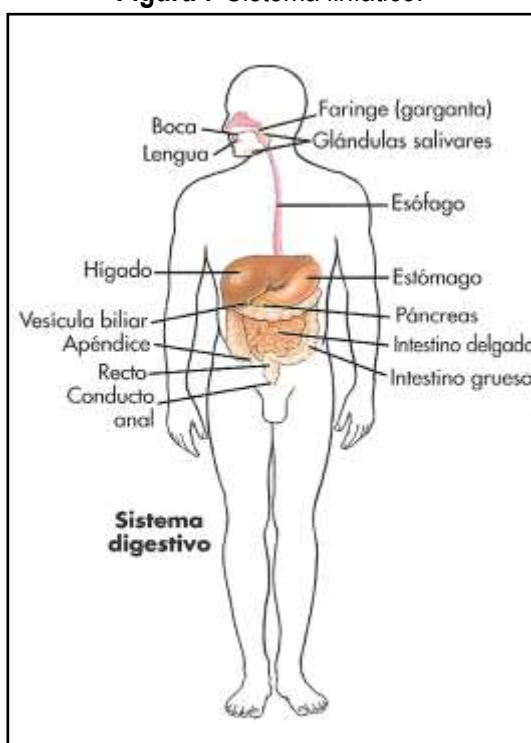
Sistema linfático

Figura 7 Sistema linfático.



Sistema respiratorio

Figura 8 Sistema Respiratorio.



Sistema digestivo

Figura 9 Sistema digestivo.

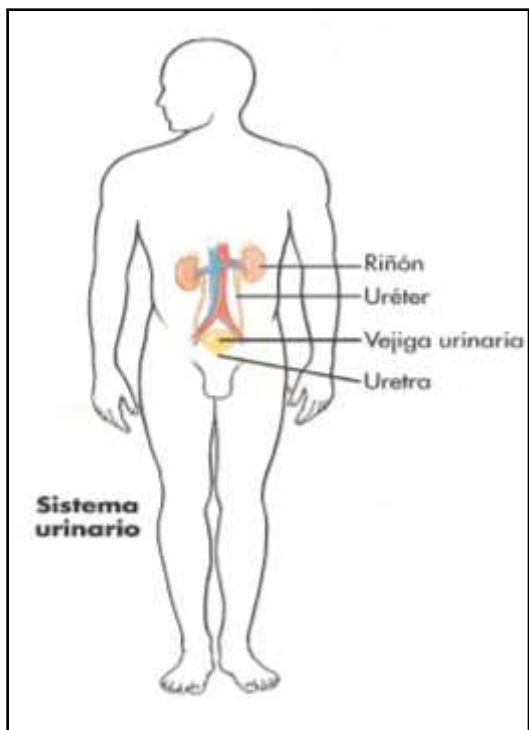


Figura 10 Sistema urinario.

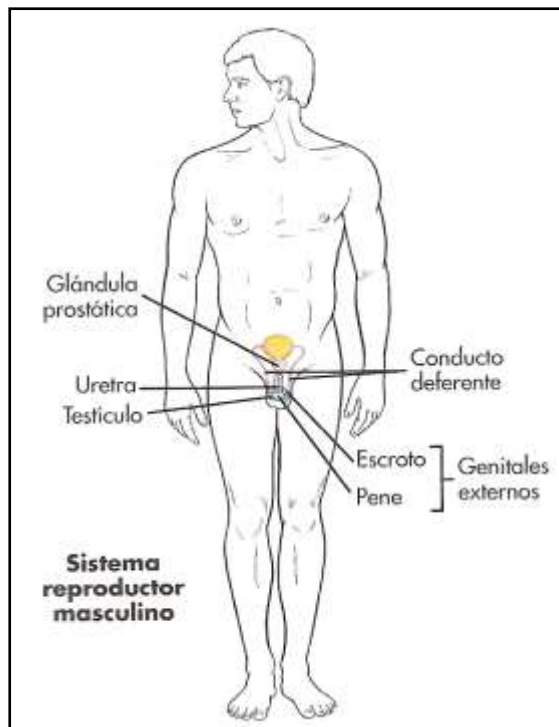


Figura 11 Sistema reproductor masculino.

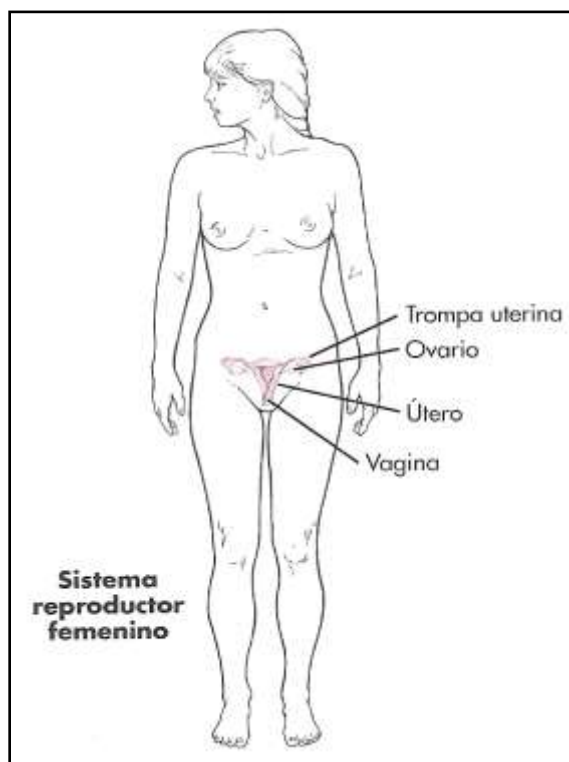


Figura 12 Sistema reproductor femenino.

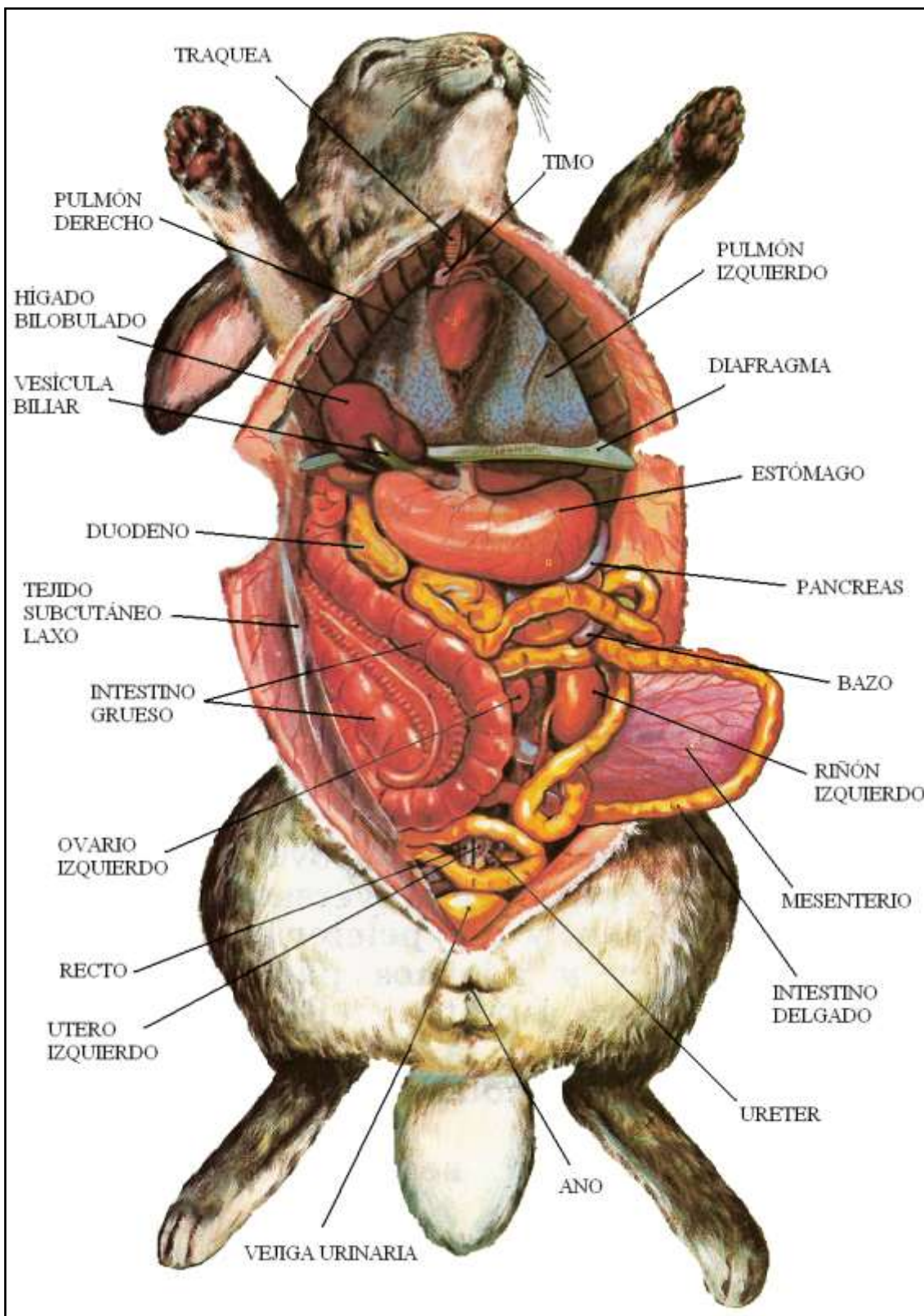


Figura 13. Anatomía macroscópica de órganos. Disección del conejo.

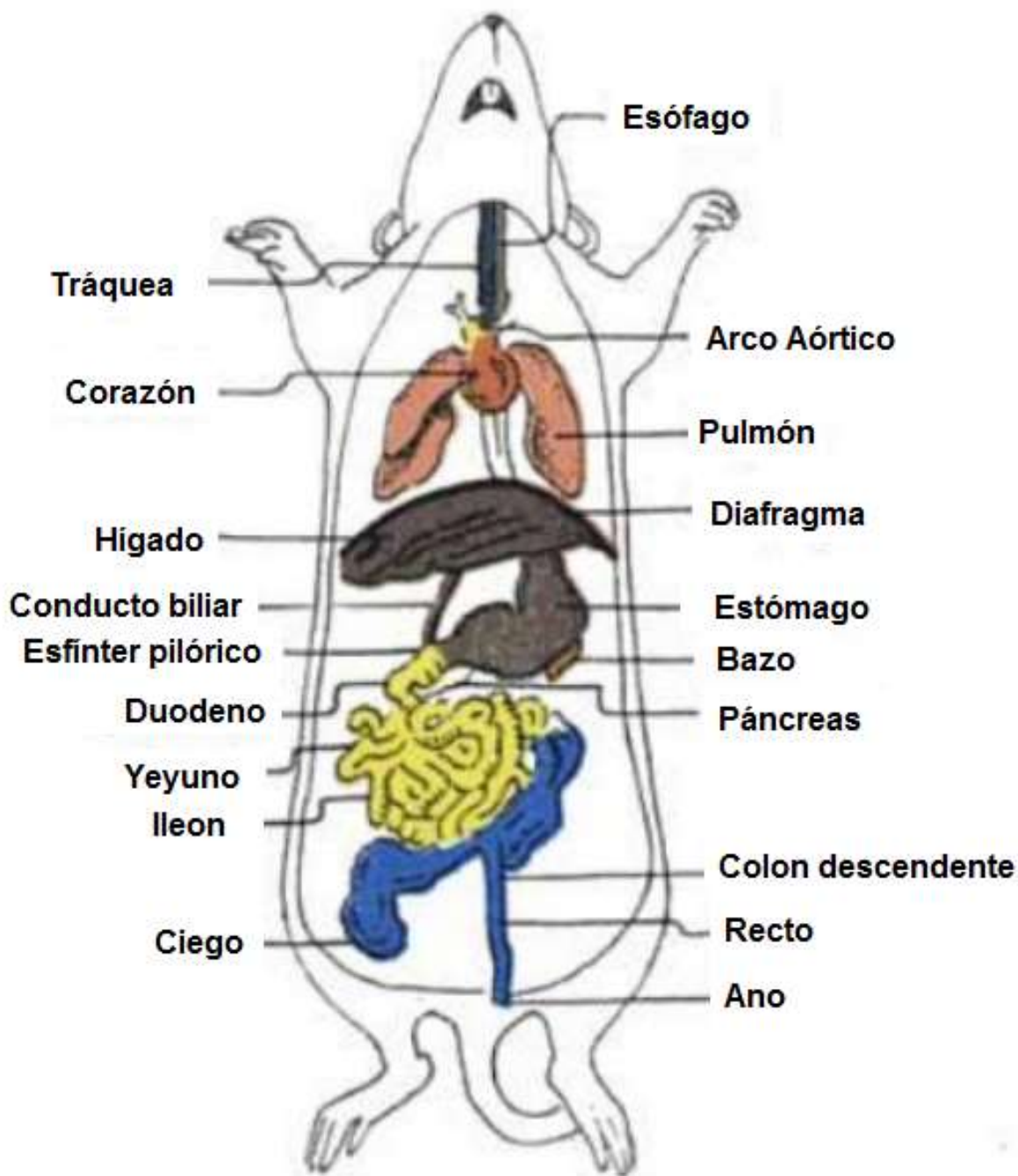


Figura 14 Anatomía macroscópica de órganos (4).

FUNDAMENTO

Los **órganos** son unidades más complejas que los tejidos. Un órgano es un conjunto de varios tipos distintos de tejidos, dispuestos de tal modo que pueden realizar una función especial. Los tejidos rara vez existen aislados. Por el contrario, juntos forman órganos que representan unidades operativas independientes, pero funcionalmente complejas. Cada órgano tiene una forma, tamaño, aspecto y situación en el cuerpo único y todos ellos pueden identificarse por el tipo de tejidos que los forman. Los pulmones, corazón, cerebro, riñones, hígado y bazo son ejemplos de órganos. También se les conoce como organoceptores que se encargan de captar y transformar la información del mundo externo formando parte de un todo continuo del sistema nervioso (3).

Los **sistemas** son las más complejas unidades organizativas que constituyen el cuerpo. El nivel sistémico de organización incluye un número y clase variables de órganos, dispuestos de modo que todos juntos pueden realizar funciones corporales complejas, es decir, funciones destinadas a cumplir necesidades especiales (3).

El cuerpo humano está formado por once sistemas o aparatos principales: tegumentario (Fig. 1), esquelético (Fig. 2), muscular (Fig. 3), nervioso (Fig. 4), endocrino (Fig. 5), cardiovascular (Fig. 6), linfático (Fig. 7), respiratorio (Fig. 8), digestivo (Fig. 9), urinario (Fig. 10) y reproductor (Fig. 11 y Fig. 12) (3).

MATERIAL Y EQUIPO

Microscopio
Estuche de disección
Guantes de cirujano
Cubre bocas
Gasas
Algodón
Hilo de algodón
Tabla de disección
2 jeringas de 5 ml
Recipientes para residuos químicos biológicos

MATERIAL BIOLÓGICO

Conejo (*Oryctolagus cuniculus*) o
Rata (*Rattus Norvergicus*)

REACTIVOS

Solución salina fisiológica

PROCEDIMIENTO

Anatomía macroscópica

Una vez seleccionado el animal, pesar y calcular la dosis de anestesia a manejar.

Ya sedado el animal, realizar una prueba de sensibilidad utilizando una pinza y corroborando el plano anestésico proceder a rasurar la parte anterior del abdomen, realizando un pequeño ojal de 2 cm. de diámetro, con el bisturí hacer una pequeña incisión, seccionando piel y tejido subcutáneo, separando los planos hasta visualizar la aponeurosis, la cual se pinzará y con la tijera de disección curva cortar la aponeurosis anterior, hasta visualizar la capa peritoneal, la cual se pinzará con la tijera cuidadosamente. Una vez que queda visible la cavidad abdominal, proceder a la ampliación de la incisión dirigiéndose por la parte anterior hasta el apéndice xifoides y por la parte posterior hasta la sínfisis del pubis.

Observar la organización de los diferentes órganos, su tamaño, consistencia, color y algunos movimientos apreciables, posteriormente continuar con la disección de tórax, para lo cual se realizará la incisión de piel, tejido subcutáneo y muscular sobre todo la cara anterior del esternón, una vez hecha la incisión se disecciona con la tijera, observando la estructura anatómica de la caja

torácica y ya identificada proceder a efectuar un corte longitudinal por ambos lados del esternón a la altura de las articulaciones costoesternales, facilitando de esta forma el ingreso a la cavidad torácica donde se identificarán los órganos que en ella se encuentran, observando cuidadosamente el estado de cada uno de ellos, una vez realizado esto, proceder a la ligadura de los grandes vasos para la extracción de las vísceras; una vez terminada la evisceración, analizar la cavidad torácica en dirección anteroposterior, observando de forma detallada los órganos y sistemas (Fig. 13).

Posteriormente realizar la observación individual y disección de cada una de las vísceras extraídas para pesarlas, dibujarlas y así realizar una mejor comprensión de los procesos que se suscitan en cada uno de ellos. Realizar la comparación con una tabla de órganos y tejidos tomada de la literatura.

Al finalizar la disección, el conejo deberá ser colocado en una bolsa de residuos biológico-infecciosos de color amarillo y se depositará en el cuarto de residuos biológico-infecciosos.

Anatomía microscópica

Realizar observaciones y dibujos (fotos) en el microscopio mostradas por el profesor sobre diferentes tejidos y sistemas, comparando con la literatura.

RESULTADOS

- Anatomía macroscópica
Peso del sujeto:
Peso de tejidos:
- Anatomía microscópica
Muestra de tejido de: _____ Objetivo: _____

CONCLUSIÓN

El hallazgo obtenido en la práctica / Se cumplió o no el objetivo propuesto

CUESTIONARIO

1. ¿Qué órganos son similares entre el sujeto analizado y el ser humano?
2. ¿Qué órganos del sujeto analizado presentan una estructura y conformación diferente a los del ser humano?
3. ¿Cuáles son los tipos de tejido que constituyen el cuerpo humano?
4. Describe la relación que guardan el sistema nervioso y el sistema endocrino.
5. ¿Qué es el sistema gastrointestinal?
6. Describe los órganos que integran el sistema gastrointestinal.

REFERENCIAS

1. García Porrero J. A., Hurler J. M. (2005). **Anatomía Humana**. 1ª edición. Mc Graw-Hill—Interamericana. México. Págs. 4-6.
2. Laterjet Michel, Ruiz Liard A. (2004). **Anatomía Humana**. 4ª edición. Médica Panamericana., Argentina. Pág. 7
3. Thibodeau Gary A., Patton Kevin T. (2000). **Anatomía y Fisiología**. 4ª edición. Harcourt. España. Págs. 7-12.
4. Starks DM y Ostrow ME (Eds.). (1991). Asistant Laboratory Technician. AALAS.

PRÁCTICA 3 FUNCIÓN DEL CEREBRO

DURACIÓN 3h

OBJETIVOS

El alumno reconocerá las estructuras morfológicas que constituyen el encéfalo e interrelacionará sus diferentes divisiones y las distintas áreas sensitivas y motoras.

El alumno comprenderá el funcionamiento del cerebro a partir de la aplicación de diversas pruebas psicofisiológicas.

FUNDAMENTO

El cerebro es un órgano que forma parte del Sistema Nervioso Central (SNC) de los vertebrados y se encuentra ubicado dentro del cráneo. Es el centro del control del movimiento, del sueño, del hambre, de la sed, y de casi todas las actividades vitales necesarias para la supervivencia. Todas las emociones humanas como el amor, el odio, el miedo, la ira, la alegría y la tristeza están controladas por el cerebro. La gran superficie que posee y su complejo desarrollo justifican el nivel superior de inteligencia del hombre si se compara con otros animales. La corteza está dividida por una fisura longitudinal en una parte derecha y otra izquierda, denominadas hemisferios cerebrales, los cuales son simétricos, sin embargo, se cree que intervienen en procesos diferentes, los cuales se denominan "lateralización cerebral". Ambos hemisferios se encuentran interconectados por el cuerpo calloso. El término tronco o tallo cerebral se refiere, en general, a todas las estructuras contenidas entre el cerebro y la médula espinal, esto es, el mesencéfalo o cerebro medio, el puente de Varolio o protuberancia y el bulbo raquídeo o médula oblonga.

El cerebro está protegido por el cráneo y además está cubierto por tres membranas denominadas meninges. La más externa, la duramadre, es dura, fibrosa y brillante, está adherida a los huesos del cráneo, por lo que no aparece espacio epidural como ocurre en la médula; emite prolongaciones que mantienen en su lugar a las distintas partes del encéfalo y contiene los senos venosos, donde se recoge la sangre venosa del cerebro. La intermedia, la aracnoides, cubre el cerebro laxamente y no se introduce en las circunvoluciones cerebrales. La membrana interior, la piamadre, contiene gran cantidad de pequeños vasos sanguíneos y linfáticos y está unida íntimamente a la superficie cerebral.

La superficie del cerebro no es lisa, sino que está considerablemente aumentada por un sistema de pliegues y surcos llamadas circunvoluciones cerebrales.

A los surcos de mayor profundidad se les llama cisuras, siendo las más destacadas: la interhemisférica, que separa en la línea media los dos hemisferios; la perpendicular; la de Silvio y la de Rolando. Cada hemisferio puede dividirse en 4 lóbulos diferentes (Fig. 1):

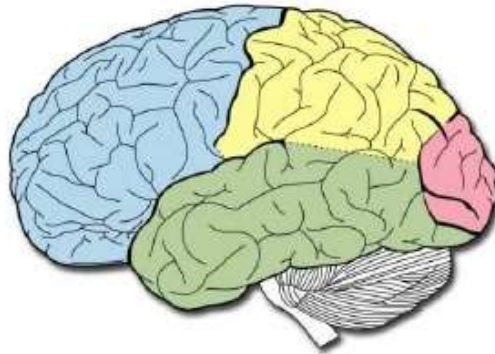


Figura 1. Lóbulos cerebrales.

Lóbulo Occipital (rosado): En el lóbulo occipital reside la corteza visual y por lo tanto está implicado en nuestra capacidad para ver e interpretar lo que vemos.

Lóbulo Parietal (amarillo): El lóbulo parietal tiene que ver en el procesamiento de la información sensorial procedente de varias partes del cuerpo, el conocimiento de los números y sus relaciones y en la manipulación de los objetos.

Lóbulo Temporal (verde): Las principales funciones que residen en el lóbulo temporal tienen que ver con la memoria. El lóbulo temporal dominante está implicado en el recuerdo de palabras y nombres de los objetos. El lóbulo temporal no dominante, por el contrario, está implicado en nuestra memoria visual.

Lóbulo Frontal (azul): El lóbulo frontal se relaciona con el control de los impulsos, la producción del lenguaje, la memoria funcional (de trabajo, de corto plazo), funciones motoras, comportamiento sexual. Los lóbulos frontales asisten en la planificación, coordinación, control.

Diencéfalo: Prolongación rostral del tallo cerebral, formada por el tálamo e hipotálamo. El tálamo participa como compuerta selectiva para permitir o impedir la llegada de información a la corteza cerebral, integra información motora y emocional al establecer conexiones con el sistema emocional o límbico. El hipotálamo se encarga principalmente de la homeostasis y los ritmos biológicos (cronostasia); integrando procesos neuronales y neuroendocrinos que controlan la alimentación, la ingesta de agua, la reproducción, la conducta maternal y el sueño (4).

MATERIAL

- Un cerebro de mamífero. Este se introducirá en formol 7 días antes de la práctica, para su fijación y manipulación adecuada.
- Charola de peltre.
- Estuche de disección.
- Guantes.
- Franela.
- Retrator o imágenes impresas a color de situaciones en las que se observen las siete emociones primarias.
- Hojas de papel
- Proyectos de acetatos
- Computadora con conexión a internet

REACTIVOS:

- Formol al 4 %

- Agua destilada

MATERIAL BIOLÓGICO:

- 1 cerebro de mamífero (porcino o vacuno) fresco, lavado y colocado en solución salina fisiológica o agua purificada.

MÉTODO

a) Anatomía del encéfalo

1. Un día antes se lava el cerebro del formol.
2. Identificar los lóbulos, hemisferios, circunvoluciones, cisuras y fisuras y cerebelo (Fig. 2).
3. Efectuar un corte sagital para separar los hemisferios, identificar cuerpo caloso, lóbulo de la ínsula, trigono y ventrículos.
4. Realizar un corte longitudinal a un hemisferio, y un corte coronal al otro.
5. Identificar estructuras observadas.
6. En las piezas anatómicas con proceso de plastificación, identificarla cavidad craneana, sus cubiertas (cuero cabelludo, huesos craneanos y meninges).
7. Los restos de tejido se dispondrán en una bolsa de residuos biológico-infecciosos de color amarillo y se depositará en el área correspondiente, al igual que los restos de reactivos sobrantes de la práctica, que irán al recipiente que indique el facilitador.



Figura. 2. Izquierda: se muestran los lóbulos cerebrales, el cerebelo, las cisuras y circunvoluciones de un cerebro conservado por 7 días en Formol al 4%. Derecha: se observa un corte medial del cerebelo.

b) Pruebas psicofisiológicas.

Reconocimiento de emociones.

- 1) Elegir a 1 sujeto por equipo al cual se le mostraran durante 10 seg imágenes de rostros en los que se reflejen las 7 emociones primarias, como los siguientes:



- 2) El sujeto escribirá en una hoja que emoción evoca cada imagen.
- 3) Se contrastan los resultados del resto de sujetos explicando cómo determinaron cuál expresión facial correspondía a cada emoción.

Test de Memoria

- 1) El profesor proporcionará una historia corta impresa (sin imágenes) a un miembro de cada equipo.
- 2) Cada sujeto leerá la historia en un lapso no mayor a 20 min.
- 3) Se retirarán las hojas y se pedirá reconstruir la historia lo más fiel al texto original.
- 4) Se contrastarán los resultados con el resto de equipos, tratando analizar la información crucial de la historia.
- 5) A la siguiente sesión de clase se les solicitará nuevamente redactar en una hoja la historia apegándose en lo posible al texto original.
- 6) Comparar los resultados con el resto de los equipos, tratando analizar la información crucial de la historia y comparando el desempeño de la memoria con la sesión anterior.

Test de Cognición

- 1) Un integrante de cada equipo responderá algún test de lateralidad breve como el que se encuentra en el siguiente link: <http://braintest.sommer-sommer.com/en/>
- 2) Comparar los resultados y analizar cuáles funciones cognitivas predominan en cada hemisferio cerebral.

Test de lenguaje

- 1) Escribir una lista de 15 palabras elegidas aleatoriamente y no relacionadas con algún contexto.
- 2) Indicar a los participantes de cada equipo (un hombre y una mujer) que redacten una historia dramática, de terror, cómica, romántica, etc. usando apropiadamente todas las palabras sobre una hoja de acetato.
- 3) Dar un tiempo de 5 min para realizar la actividad.
- 4) Revisar con ayuda de un proyector cada historia y contar el número de palabras usadas correctamente, aunado a la originalidad y correcta redacción de la historia.

5) Comparar los resultados entre sujetos, clasificándolos por género.

RESULTADOS:

Realizar esquemas de las regiones del encéfalo y elaborar una Tabla con los datos de las pruebas psicofisiológicas.

CONCLUSIÓN:

El hallazgo obtenido en la práctica / Se cumplió o no el objetivo propuesto

CUESTIONARIO

1. ¿Cuáles son los huesos del cráneo?
2. ¿Cuáles son las cubiertas del sistema nervioso?
3. ¿Cuántos lóbulos tiene el cerebro y cuáles son?
4. ¿Cuántos y cuáles son los ventrículos cerebrales?
5. Escribe una función principal, de cada uno de los lóbulos cerebrales.
6. ¿Qué estructuras conforman el sistema límbico?
7. Lista las 7 emociones primarias básicas.
8. Mencione las partes que constituyen al tallo cerebral y funciones de cada uno de ellas.
9. ¿Qué estructuras cerebrales están involucradas en la memoria en el corto y largo plazo?
10. Esquematiza las estructuras que participan en el lenguaje.
11. ¿Cuál es la función del cerebelo?

BIBLIOGRAFÍA

1. Berne Robert M., Levy Matthew N. (2001) **Fisiología**. 3a. edición. Harcourt. España.
2. Gerard Tortora, Bryan Derrickson. (2011) **Principios de Anatomía y Fisiología**. 11ª edición. Panamericana. México.
3. Murria L. Barr, John A Kiernan. (1994) **El Sistema Nervioso Humano**. 5ª edición. Harla. México.
4. Aguilar Roblero R, Escobar Briones C. (2002). **Organización anatómica y funcional del sistema nervioso**. En: Motivación y conducta, sus bases biológicas. Manual Moderno. México. Pág. 13-37.

PRÁCTICA 4

FUNCIONES REFLEJAS DEL SISTEMA NERVIOSO

DURACIÓN 1.5h

OBJETIVO

Conocer los diferentes tipos de reflejos que presenta el cuerpo humano, los cuales le sirven como respuesta al medio externo.

GENERALIDADES

Los movimientos pueden clasificarse en tres categorías, que difieren en su complejidad y grado de control voluntario, aunque hay una amplia superposición entre ellas. Así, se distinguen tres tipos de movimientos: reflejos, rítmicos y voluntarios (1).

Los movimientos reflejos son respuestas motoras rápidas, automáticas, estereotipadas e involuntarias a estímulos específicos que además determinan su amplitud. Los rítmicos combinan características de los movimientos reflejos y de los voluntarios. Únicamente su inicio y terminación son voluntarios. Una vez iniciados se realizan de forma refleja como caminar, correr y comer. Los movimientos voluntarios son los más complejos. Se caracterizan por ser aprendidos y realizados con un fin determinado. La repetición y la práctica les otorgan mayor precisión (1).

El control de la función muscular requiere no sólo la excitación del músculo por las motoneuronas anteriores, sino también una retroalimentación sensitiva y continua de la información de cada músculo a la médula espinal, que informe del estado del músculo en cada instante. Para proporcionar esta información, los músculos y los tendones están provistos en abundancia de 2 tipos especiales de receptores sensitivos:

- 1) **Husos musculares**, distribuidos por todo el vientre del músculo que envían información al sistema nervioso sobre la longitud muscular o la velocidad de su cambio (3).
- 2) **Órganos tendinosos de Golgi**, localizados en los tendones del músculo, que transmiten información sobre la tensión tendinosa o la velocidad de su cambio (3).

Categorías funcionales.

Los receptores sensitivos se pueden agrupar según el tipo de energía que constituye el estímulo que puede transducir. Estos receptores pueden ser:

- 1) **Quimiorreceptores**, que detectan los estímulos químicos del entorno o de la sangre (por ejemplo, las papilas gustativas, el epitelio olfativo, y el cuerpo aórtico y carotídeo) (4).
- 2) **Fotorreceptores**, es decir, los bastones y los conos de la retina ocular (4).
- 3) **Termorreceptores**, que responden al frío y al calor (4).
- 4) **Mecanorreceptores**, que son estimulados por la deformación mecánica de la membrana celular en la que se localiza el receptor (por ejemplo, receptores de tacto y de presión en la piel, y las células pilosas del oído interno) (4).

La importancia clínica de los reflejos somáticos deriva del hecho de que estos se alteran en determinadas enfermedades. Algunos de los reflejos que se exploran habitualmente son los siguientes: el reflejo rotuliano (Fig. 1), el reflejo del tendón de Aquiles (Fig. 2), el reflejo de Babinski (Fig. 3), el reflejo corneal (Fig. 4), el reflejo bicipital (Fig. 5), el reflejo tricipital (Fig. 6), el reflejo radial (Fig. 7) y el reflejo cubital (Fig. 8) (5).



Figura 1. Reflejo Rotuliano.

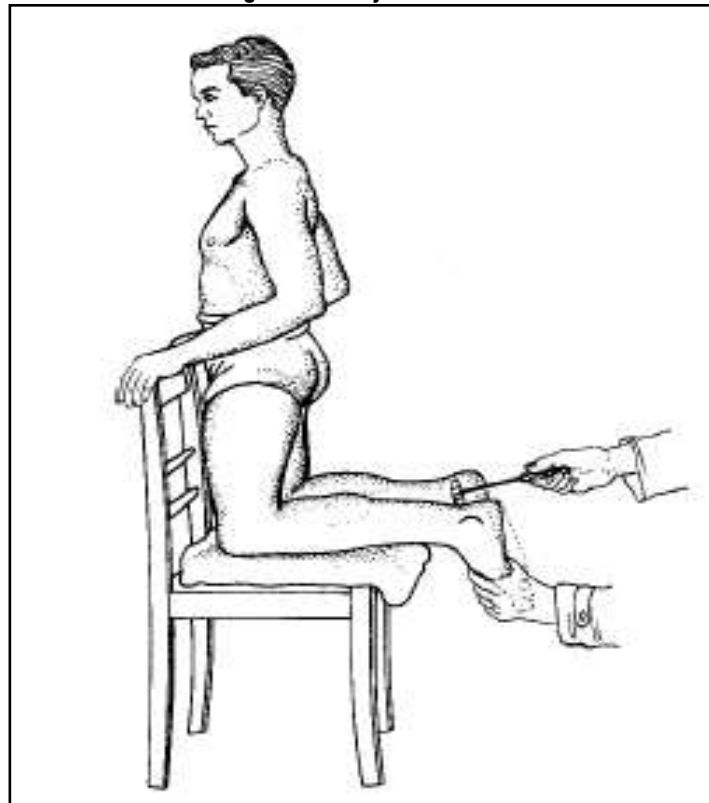
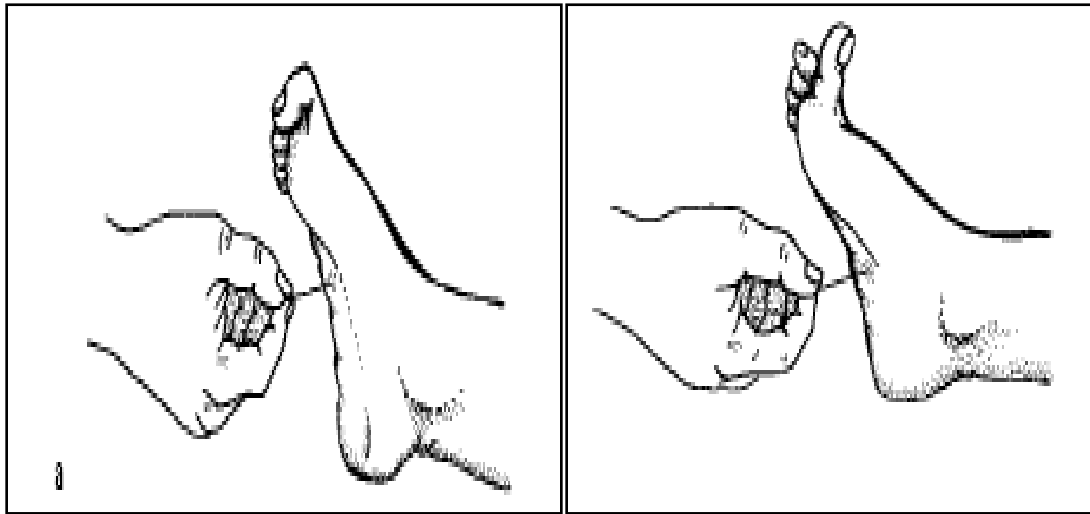


Figura 2. Reflejo del tendón de Aquiles.



A **B**
Figura 3. Reflejo de Babinski. A reflejo normal, B reflejo de Babinski

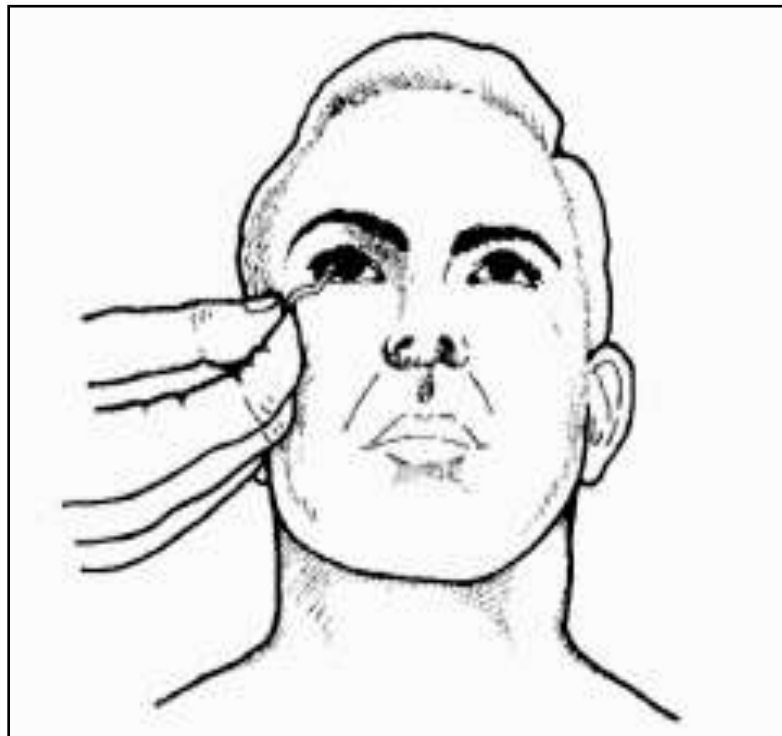


Figura 4. Reflejo corneal.

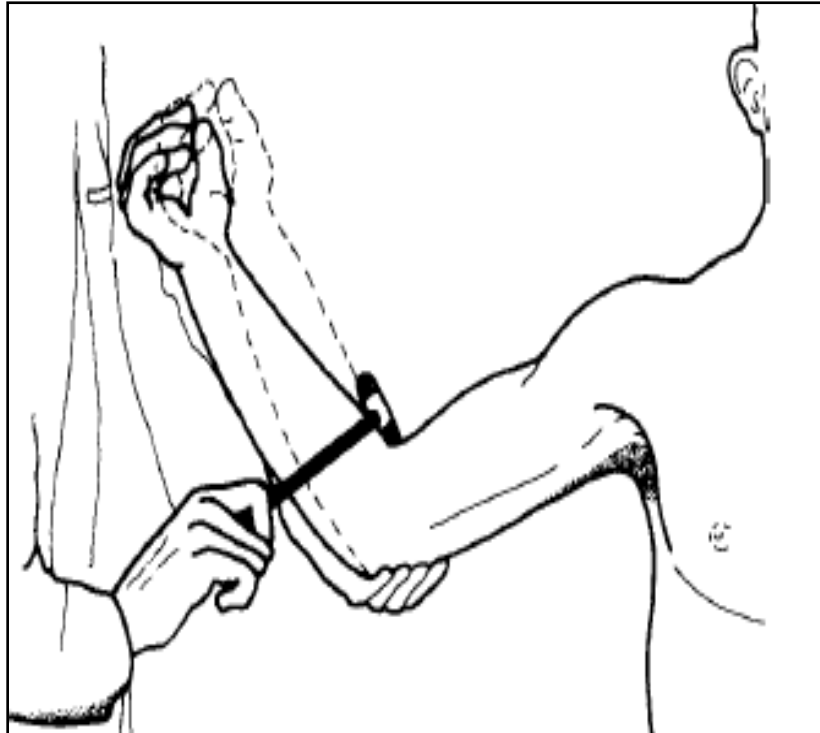


Figura 5. Reflejo Bicipital.

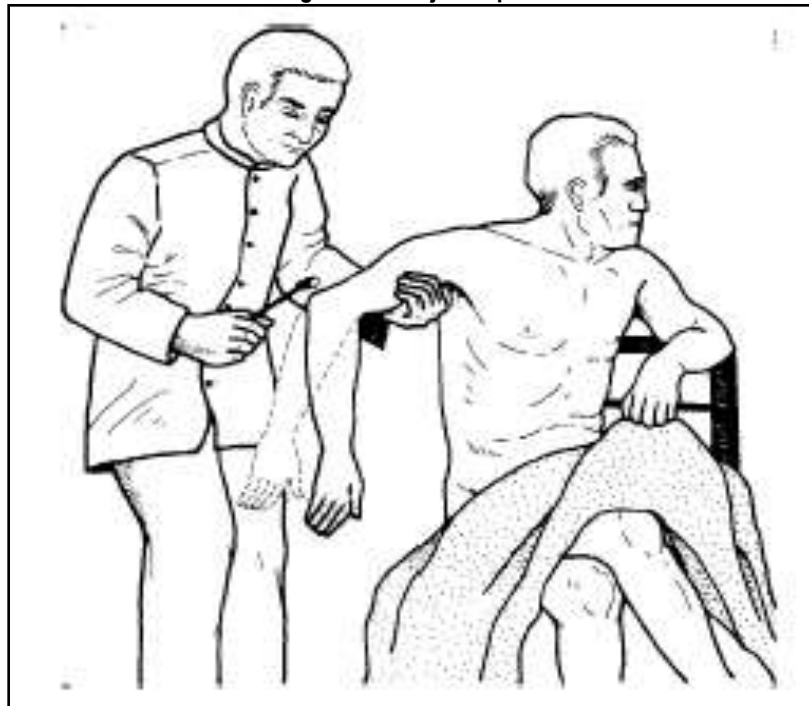


Figura 6. Reflejo Tricipital



Figura 7. Reflejo radial.

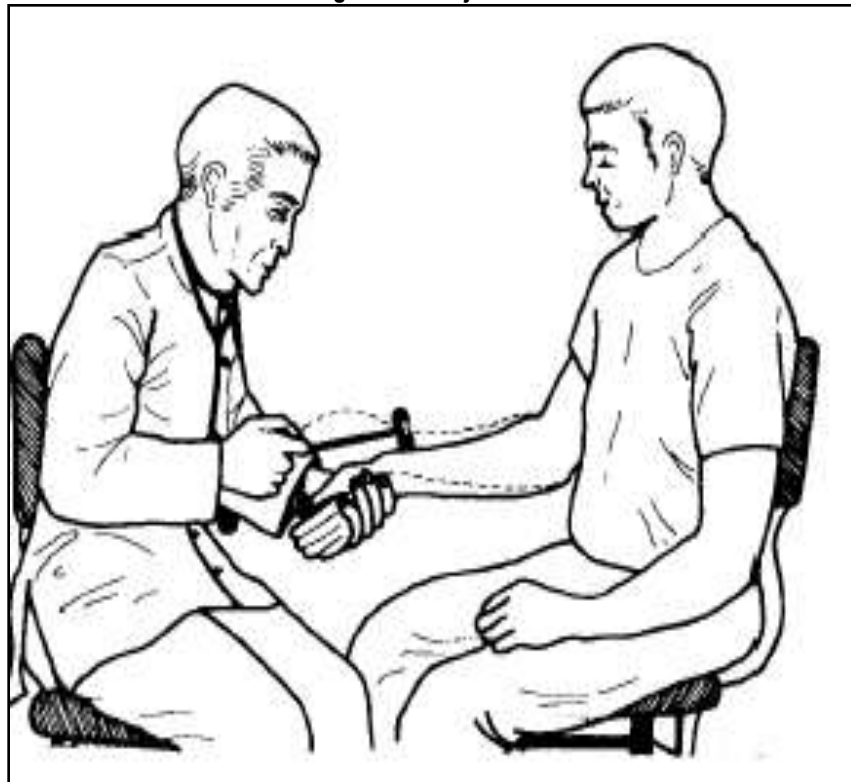


Figura 8. Reflejo Cubital

FUNDAMENTO

Los **reflejos** son reacciones automáticas, previsibles y rápidas que se emiten en respuesta a los cambios en el medio. Los impulsos nerviosos que se propagan al sistema nervioso central, lo atraviesan o salen de él, viajan por nudos específicos, según el tipo de información, su origen y su destino. La trayectoria que recorren los impulsos nerviosos y que produce un reflejo constituye un **arco reflejo** (Fig. 9). (6).

Los reflejos hacen posible que el cuerpo realice ajustes rapidísimos ante los desequilibrios homeostáticos y, dado que por lo regular son previsibles, proporcionan información muy útil acerca del estado de salud del sistema nervioso central, lo que puede ser de gran ayuda para establecer un diagnóstico de enfermedad. **Si no se produce un reflejo o este es anormal, significa que el daño se encuentra en alguna parte de la vía específica** (6).

Por ejemplo, un ligero golpe sobre el ligamento rotuliano normalmente provoca la extensión de la rodilla; es decir, un reflejo. La falta del reflejo rotuliano puede ser indicativa de lesión en las neuronas sensoriales o motoras, o bien, en la región lumbar de la médula espinal. Por lo regular resulta sencillo verificar los reflejos somáticos mediante percusión de la superficie corporal. Por el contrario, la mayoría de los reflejos autonómicos no constituyen indicios diagnósticos útiles porque resulta difícil estimular los receptores viscerales que se ubican en zonas profundas del organismo. Una excepción a lo anterior es el reflejo pupilar a la luz, por el cual las pupilas de ambos ojos reducen su diámetro cuando se exponen a la luz (6).

El estímulo que desencadena un reflejo casi siempre es muy preciso; se denomina **estímulo adecuado** para el reflejo particular (2).

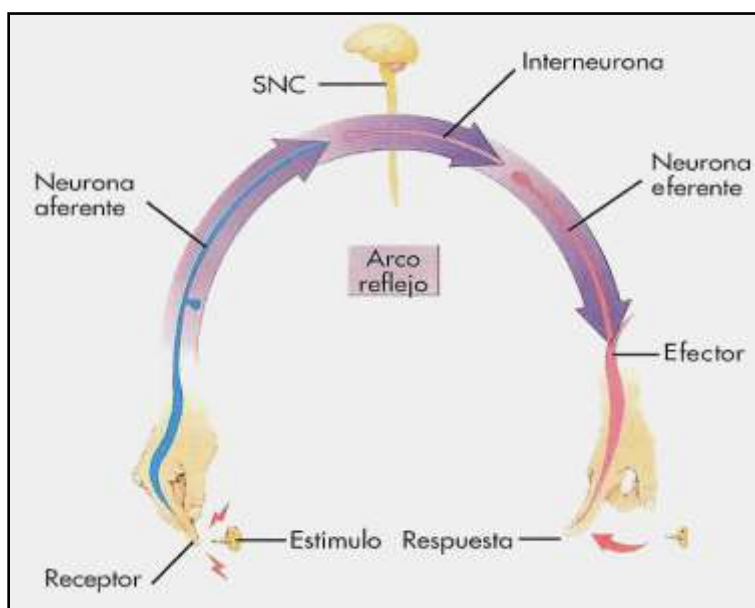


Figura 9. Arco reflejo

MATERIAL Y EQUIPO

- 1 Abatelenguas
- 1 Lámpara de mano
- 1 Martillo precursor para reflejos

MATERIAL BIOLÓGICO

- Alumnos voluntarios

REACTIVOS

- Ninguno

PROCEDIMIENTO

Reflejo axónico.- Se raspa la piel del antebrazo firmemente con un abatelenguas y se observa la respuesta. Se describe el aspecto inicial de la zona estimulada, y el que adquiere más tarde. Se anota el tiempo necesario para que aparezca la zona de eritema y la anchura (en mm) a los 5, 10 y 15 minutos del estímulo.

Reflejos tendinosos.- De estos reflejos tendinosos, el más conocido es el patelar o rotuliano, hay otros como los del bíceps, el tríceps, el radial, el cubital y el tendón de Aquiles.

Para buscar **el reflejo rotuliano**, el sujeto se sienta en posición cómoda y cruza la pierna. La pierna superior debe estar relajada. Por palpación, se localiza el tendón rotuliano y se le da el consabido golpe seco con el martillo de caucho. La respuesta adecuada es la contracción del cuádriceps, que produce extensión de la pierna.

Para el **reflejo del tendón de Aquiles**, se pide al sujeto que se ponga de rodillas sobre una silla, dejando colgar los pies por fuera sin contracción de los músculos de la pantorrilla. Se busca el tendón de Aquiles y se estimula. En este paso la respuesta apropiada es la contracción de los músculos gemelos y del sóleo que produce extensión de pie.

Para el **reflejo de bíceps**, el sujeto flexiona su antebrazo, mientras el examinador sostiene el antebrazo. Se busca el tendón del bíceps con el pulgar de la mano que sostiene el antebrazo, se deja el pulgar sobre el tendón y el golpe del martillo se da sobre el pulgar del examinador. La respuesta apropiada es la contracción del bíceps y la flexión del antebrazo.

El **reflejo del tríceps**, se busca sujetando en forma parecida al antebrazo del sujeto. Se palpa el tendón del tríceps inmediatamente sobre su inserción, arriba del codo, y se golpea al propio tendón con el martillo. La respuesta es la contracción del tríceps con extensión del antebrazo.

Para los **reflejos radial y cubital**, se golpean los tendones insertados sobre los extremos inferiores de dichos huesos, inmediatamente arriba de la muñeca. Se detiene el brazo y la respuesta para el reflejo cubital es la pronación de la mano, y para el radial, la flexión del antebrazo.

La respuesta de los reflejos espinales puede incrementarse elevando el nivel de la excitación de la médula espinal. Puede lograr esta facilitación, el sujeto puede enganchar sus manos una con otra y tirar con todas sus fuerzas. Se repite en estas condiciones la búsqueda de los reflejos rotulianos y del tendón de Aquiles.

Reflejos oculares.- Estos tienen como receptor a la retina, y la respuesta requiere, para producirse, la intervención de varias partes del sistema nervioso central.

Reflejo de parpadeo.- En este caso, el sujeto ve acercarse rápidamente un objeto y automáticamente cierra los párpados para proteger los ojos. Se pasa rápidamente una mano frente a la cara del sujeto y se observa la respuesta. No deben tocarse los ojos, y de ser posible no deben producirse corrientes de aire que podrían dar origen a reflejos conjuntivales o corneales.

Reflejo pupilar.- Este reflejo ayuda a la visión, además de proteger la retina. Si llega demasiada luz, la pupila se cierra, disminuyendo así la cantidad de luz que puede entrar en el ojo. Inversamente en un ambiente poco iluminado, la pupila se dilata, dejando que bastante luz para visión adecuada. Se miden los diámetros pupilares de ambos ojos del sujeto con una regla en mm. Se dirige el haz de luz de una lámpara de mano al ojo derecho; se miden otra vez ambos diámetros oculares (pupilares) en esta condición de iluminación aumentada. Luego se cubren ambos para disminuir la iluminación y se miden los diámetros pupilares. Finalmente, se destapa el ojo derecho, y se miden ambos diámetros pupilares otra vez.

Pruebas de equilibrio y orientación en el espacio. Puede estudiarse el equilibrio estático diciéndole al sujeto que se mantenga de pie juntando los talones y extendiendo los brazos. Se observan las oscilaciones del cuerpo y los movimientos de corrección que se necesitan para mantener el equilibrio. Luego se le pide que se mantenga en un pie, y después en el otro. Esta prueba también se realiza con los ojos abiertos y cerrados después se anotan las observaciones.

RESULTADOS

Realizar esquemas de lo observado y completar la siguiente Tabla:

Equipo	Reflejo axónico				Reflejos tendinosos				Reflejos oculares	
	0'	5'	10'	15'	Patelar	Aquiliano	bicipital y tricipital	radial y cubital	parpebral	pupilar
No.										

Condiciones experimentales	Equilibrio estático y orientación espacial
Posición estándar Ojos abiertos Ojos cerrados	
Posición estándar Sobre pie derecho Ojos abiertos Ojos cerrados	
Posición estándar Sobre pie izquierdo Ojos abiertos Ojos cerrados	

CONCLUSION

El hallazgo obtenido en la práctica / Se cumplió o no el objetivo propuesto

CUESTIONARIO

1. ¿Hay algún o algunos otros sentidos que ayuden al equilibrio?
2. ¿Cuál es la función del oído y que partes lo constituyen?
3. ¿Cuál es la importancia clínica del reflejo de Babinski?
4. ¿Cuál es la función general de los órganos sensoriales?
5. ¿A qué músculo contraen los reflejos somáticos?
6. Explique cuáles son los reflejos somáticos, craneales, espinales, y autónomos.

REFERENCIAS

1. Cingolani Horacio E., Houssay Alberto B. (2000). **Fisiología Humana**. 7ª edición. El Atenea. Argentina. Pág. 915
2. Ganong William F. (2004). **Fisiología Médica**. 19ª edición. El Manual Moderno. México. Pág. 149

3. Guyton Arthur C., Hall John E. (2002). **Tratado de Fisiología Médica**. 10ª edición. McGraw Hill - Interamericana. México. Pág. 753
4. Stuart Ira Fox. (2003). **Fisiología Humana**. 7ª edición. McGraw Hill Interamericana. España. Pág. 246
5. Thibodeau Gary A., Patton Kevin T. (2000). **Anatomía Y Fisiología**. 4ª edición. Harcourt. España. Pág. 428.
6. Tórtora Grabowski. (2002). **Principios De Anatomía y Fisiología**. 9ª edición. Oxford. México. Pág. 425.

PRÁCTICA 5 PREPARACIÓN NEUROMUSCULAR EN RATA

DURACIÓN 1.5h

OBJETIVO

Familiarizar al alumno con las técnicas específicas de disección mediante la extracción del músculo gastrocnemio y nervio ciático.

Registrar los comportamientos neuromusculares ante estimulantes mecánicos y eléctricos.

FUNDAMENTO

Los músculos constituyen la base del movimiento. En el hombre permiten la marcha y el habla, y son necesarios en el funcionamiento de la mayoría de los órganos. Las contracciones de los músculos esqueléticos dan lugar generalmente a los movimientos de huesos y articulaciones que actúan como palancas para el movimiento de cargas contra las cuales se ejerce la fuerza del músculo.

Al igual que las neuronas, las células musculares pueden excitarse por estímulos químicos, mecánicos y eléctricos para producir un potencial de acción que se transmite a lo largo de su membrana celular. A diferencia de las neuronas, tienen un mecanismo contráctil que se activa con el potencial de acción. Las proteínas contráctiles **actina y miosina** abundantes en el músculo, son las que producen la contracción. Se encuentran en distintos tipos de células. La unión de la actina con la miosina constituye uno de los motores moleculares que convierten la energía de la hidrólisis del ATP en movimiento de un componente celular sobre otro.

En circunstancias normales, la fibra del músculo esquelético permanece en “reposo” hasta que es estimulada por una señal procedente de un tipo especial de célula nerviosa denominada **neurona motora (Fig. 1)**. Las neuronas motoras están conectadas al sarcolema de la fibra muscular por una placa motora terminal plegada, formando una unión denominada **unión neuromuscular (Fig. 1)**. La unión neuromuscular es un tipo de conexión llamada *sinapsis*, que se caracteriza por una estrecha hendidura llamada hendidura sináptica, a través de la cual las moléculas neurotransmisoras transmiten las señales. Cuando el impulso llega a la unión neuromuscular, se produce liberación de acetilcolina contenida en las vesículas que se hallan en la terminación axónica; la acetilcolina pasa al espacio que separa las membranas del axón y de la fibra muscular y actúa sobre zonas receptoras específicas del sarcolema, produciendo la entrada de iones Ca^{++} en el sarcolema que conducen a su despolarización, dando origen a un potencial de acción que se propaga al interior de la fibra muscular a través de los centrotúbulos hasta llegar a los sarcómeros, los cuales son activados produciéndose la contracción muscular mediante la activación de miosina en las miofibrillas. Una vez que cesa la contracción muscular, los iones Ca^{++} vuelven a ser captados por el retículo sarcoplásmico.

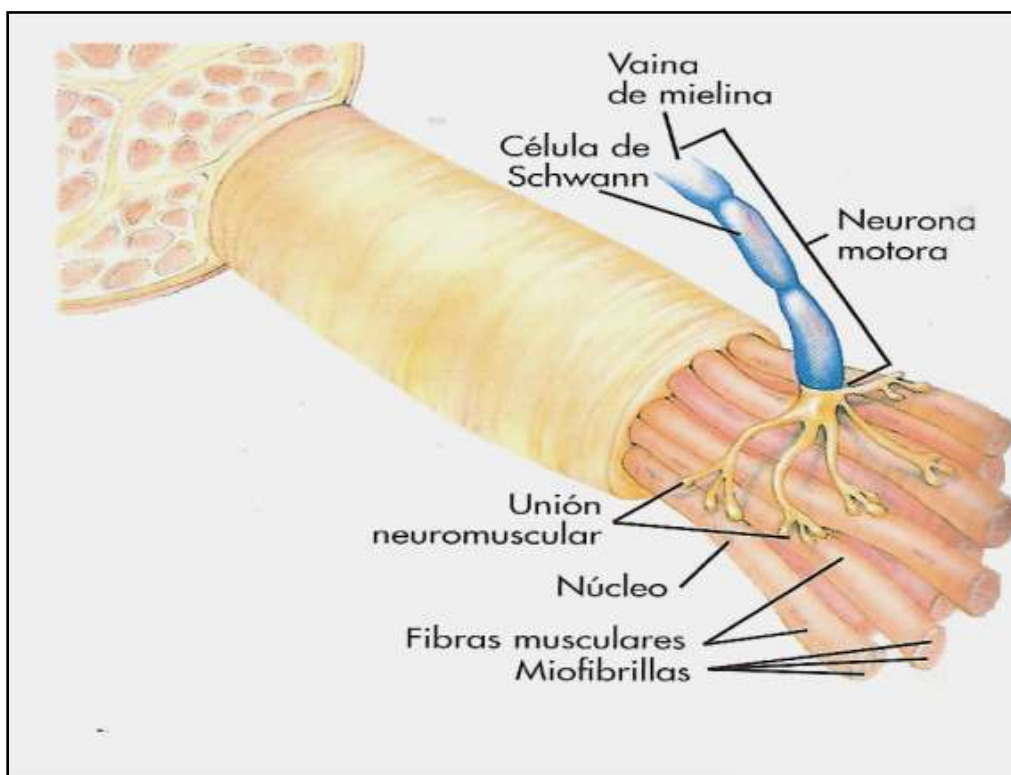
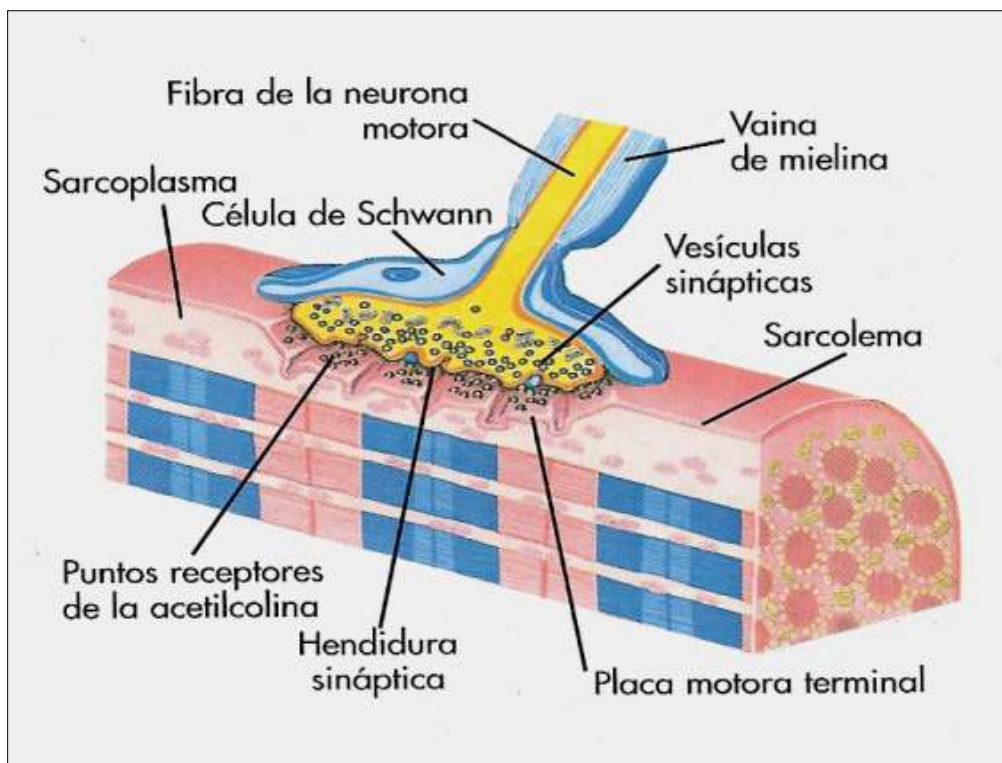


Figura 1. Arriba: Neurona motora. Abajo: Unión neuromuscular.

MATERIAL

- Instrumentos para disección
- Tabla de disección
- Toallas de papel
- Algodón
- Hilo delgado
- Caja Petri
- Disector de vidrio
- Jeringa 3 ml
- Sal
- Pilas, cable y cinta de aislar.
- Recipientes para residuos químicos y biológico infecciosos

MATERIAL BIOLÓGICO

- Rata Wistar (*Rattus norvegicus*)

REACTIVOS

- Frasco gotero con solución de Ringer
- Pentobarbital sódico

PROCEDIMIENTO

1. Eutanazar al sujeto por dislocación cervical y con mucho cuidado, separe la piel que cubre la región inferior del abdomen, prolongando el corte sobre el periné y continuándolo en la cara posterior, para después continuar el corte hacia las extremidades inferiores. Despegue la piel progresivamente, abriendo las tijeras para irla despegando cuidadosamente, continúe hacia abajo hasta desnudar completamente primero una y después la otra extremidad inferior.
2. Una vez removida la piel, coloque al sujeto en posición decúbito ventral, y descubra las ramas de origen del nervio ciático a nivel del borde lateral de la columna vertebral. Ayudándose con el disector, con la pinza de mosquito pase un hilo delgado por debajo de los orígenes del ciático y anúdelo firmemente a corta distancia de la columna vertebral, dejando medianamente largos los cabos. Corte las fibras nerviosas entre la columna vertebral y el nudo y elimine uno de los cabos (Fig. 2).



Figura. 2. Identificación y aislamiento del Nervio ciático, músculo gastrocnemio y tendón de Aquiles.

3. Por medio del hilo maneje el nervio y diséquele hasta llegar a la vecindad de su salida por la escotadura ciática. Corte las colaterales pequeñas, pero conserve siempre el tronco más grueso (Fig. 1).

Precauciones:

- a. En ningún momento debe el nervio levantarse con pinzas y mucho menos apretarse.
 - b. Los elementos en cuestión siempre deberán manejarse levantándolos cuidadosamente por medio del hilo o disector de vidrio.
 - c. No deben emplearse instrumentos metálicos como sondas acanaladas, pinzas o tijeras, para manejar el nervio.
 - d. Una distensión excesiva suprimiría la conducción a lo largo del nervio, por lo tanto, en todo momento este tejido deberá estar en posición no distendida.
 - e. Con el gotero, aplicar constantemente solución de Ringer sobre la preparación a fin de mantenerla fresca.
4. A través de la escotadura ciática introduzca una pinza de Kelly en dirección de la cavidad abdominal. Prese el hilo que sostiene al nervio ciático y jale la pinza lentamente hasta exteriorizar el hilo. Por medio de este maneje al nervio y continúe la disección para liberarlo de sus adherencias a los bordes de la escotadura ciática (Fig. 2).
 5. Localice el nervio ciático en la cara posterior del muslo del animal, separando con delicadeza los músculos correspondientes. Prosiga la disección del ciático hasta llegar al extremo superior del músculo gastrocnemio. El nervio debe quedar liberado completamente desde sus orígenes hasta el músculo gastrocnemio, al cual se deja unido.
 6. Identifique y aisle el tendón de Aquiles, procurando que quede lo más posible de largo. Después despegue el gastrocnemio de la tibia en toda su longitud, pero no la desprenda del fémur, junto con los músculos que la acompañan.
 7. Aplique diferentes voltajes a fin de identificar el umbral potencial (Fig. 3). Reporte lo observado.



Figura. 3. Aplicación de voltaje en la preparación neuromuscular.

8. Adicione solución salina fisiológica directamente sobre el músculo y observe lo que ocurre.

RESULTADOS

Realizar esquemas de lo observado y comparar los hallazgos con la solución Ringer y salina fisiológica.

CONCLUSIÓN

El hallazgo obtenido en la práctica / Se cumplió o no el objetivo propuesto

CUESTIONARIO

1. Describa la unión neuromuscular en el músculo esquelético.
2. ¿Cuáles son las funciones de la acetilcolina y de la colinesterasa en la transmisión de la señal por la unión neuromuscular?
3. ¿Por qué la nicotina es tóxica para la preparación neuromuscular?
4. Define músculo gastrocnemio.
5. ¿Qué relación guarda el músculo gastrocnemio con el nervio ciático?
6. ¿En qué otro músculo(s) se puede observar el comportamiento neuromuscular?
7. ¿Qué proteínas provocan la contracción del músculo?

BIBLIOGRAFÍA

1. Berne Robert M., Levy Matthew N. (2001) **Fisiología**. 3a. edición. Harcourt. España.
2. Cingolani Horacio E., Houssay Alberto B. (2000) **Fisiología Humana**. 7ª edición. El Atenea. Argentina.
3. Ganong William F. (2004) **Fisiología Médica**. 19ª edición. El Manual Moderno. México.
4. López Antunes Luis. (2000) **Anatomía del Sistema Nervioso**. 9ª reimpresión. México.
5. Stuart Ira Fox. (2003) **Fisiología Humana**. 7ª edición. McGraw Hill Interamericana. España.
6. Thibodeau Gary A., Patton Kevin T. (2000) **Anatomía y Fisiología**. 4ª edición. Harcourt. España.

PRÁCTICA 6 PRIVACIÓN SENSORIAL Y SENSACIONES SOMÁTICAS

DURACIÓN: 1.5h

OBJETIVO

- Comprender la función de los sistemas sensitivos como los exteroceptivos y propioceptivos.
- Determinar las alteraciones en la sensopercepción provocadas por la privación sensorial parcial a través de mediciones de movimiento, variables fisiológicas, cambios en la orientación tiempo-espacial y a nivel emocional.

GENERALIDADES

Además de su función de calentamiento, la piel también impide que escapen los fluidos corporales y que penetren al organismo bacterias, agentes químicos y polvo. La piel preserva la integridad del interior y nos protege del exterior, pero también la piel nos informa de los estímulos que entran en contacto con ella. Los rayos solares calientan la piel y sentimos su calor; los pinchazos nos duelen y, cuando alguien nos toca, experimentamos la presión y otras sensaciones (5).

Los órganos sensoriales, denominados **receptores sensoriales**, permiten al cuerpo responder a los estímulos producidos por los cambios de nuestro medio externo e interno (5).

Los órganos de los sentidos generales consisten en receptores microscópicos ampliamente distribuidos por la piel, las mucosas, los músculos, los tendones, las articulaciones y las vísceras. Las sensaciones producidas por estos receptores se suelen denominar **sentidos somáticos** (5).

Sistema somatosensorial.

El sistema **somatosensorial** es el encargado de transmitir la información desde la piel, los músculos, las articulaciones y las vísceras. Tiene como *submodalidades* el *tacto*, que incluye presión y vibraciones, la *propiocepción*, la *temperatura*, el *dolor* y la *distensión visceral* (1).

La función general de los receptores es la de responder a los estímulos, convirtiéndolos en impulsos nerviosos. La conducción de impulsos de los receptores a la médula espinal se hace a través de neuronas aferentes periféricas cuyo soma se halla en los ganglios espinales anexo a las raíces dorsales. Estas neuronas se clasifican en dos grupos:

- a) aferentes somáticas y b) aferentes viscerales (3).

Vías sensitivas que transmiten los impulsos somáticos al SNC.

Casi toda la información sensorial procedente de los segmentos somáticos del cuerpo entra en la médula espinal a través de las raíces dorsales de los nervios espinales a excepción de algunas fibras de dudosa importancia que ingresan por las raíces ventrales (Fig. 1 y 2). Sin embargo, desde su punto de entrada en la médula y, después en el encéfalo, los impulsos sensoriales discurren a través de una de estas 2 vías:

- 1) el **sistema columna dorsal – lemnisco medial**.
- 2) el **sistema anterolateral**.

En la Tabla 1 se resumen los principales tipos de sensaciones que se transmiten por el sistema columna dorsal—lemnisco medial y por el sistema anterolateral (2).

Tabla 1. Tipos de sensaciones que se transmiten por los dos sistemas.

Sistema columna dorsal – lemnisco medial.
<ol style="list-style-type: none"> 1. Sensaciones táctiles que exigen un grado importante de localización del estímulo. 2. Sensaciones táctiles que exigen la transmisión de graduaciones sutiles de intensidad. 3. Sensaciones fásicas, como las sensaciones vibratorias. 4. Sensaciones que indican un movimiento aplicado en la piel. 5. Sensaciones de posición transmitidas por las articulaciones. 6. Sensaciones de presión relacionados con grados sutiles de intensidad.
Sistema anterolateral.
<ol style="list-style-type: none"> 1. Dolor. 2. Sensaciones térmicas, incluidas las de calor y frío. 3. Sensaciones de presión y tacto grosero que permiten sólo una localización aproximada en la superficie del cuerpo. 4. Sensaciones de picor y cosquilleo.

*Tomada de Guyton Arthur C., Hall John E. (2002) **Tratado de Fisiología Médica**. 10ª edición. McGraw Hill - Interamericana. México. Págs. 655-658.

Clasificación De Los Receptores.

Los receptores pueden clasificarse según la localización en el organismo, el estímulo especializado que les hace responder y la estructura (5).

Clasificación por localización.

Tres clases o grupos de receptores pueden identificarse por su localización:

1. Exteroceptores.
2. Visceroreceptores o interoceptores.
3. Propioceptores (5).

Clasificación por estímulo detectado.

Los receptores suelen clasificarse en cinco categorías basadas en los tipos de estímulos que los activan:

1. Mecanorreceptores.
2. Quimiorreceptores.
3. Termorreceptores.
4. Nociceptores.
5. Fotorreceptores (5).

Clasificación por estructura.

Independientemente de su localización o manera de activación, los receptores sensoriales generales (somáticos) pueden clasificarse desde el punto de vista anatómico en:

1. Terminaciones nerviosas libres.
2. Terminaciones nerviosas encapsuladas (5).

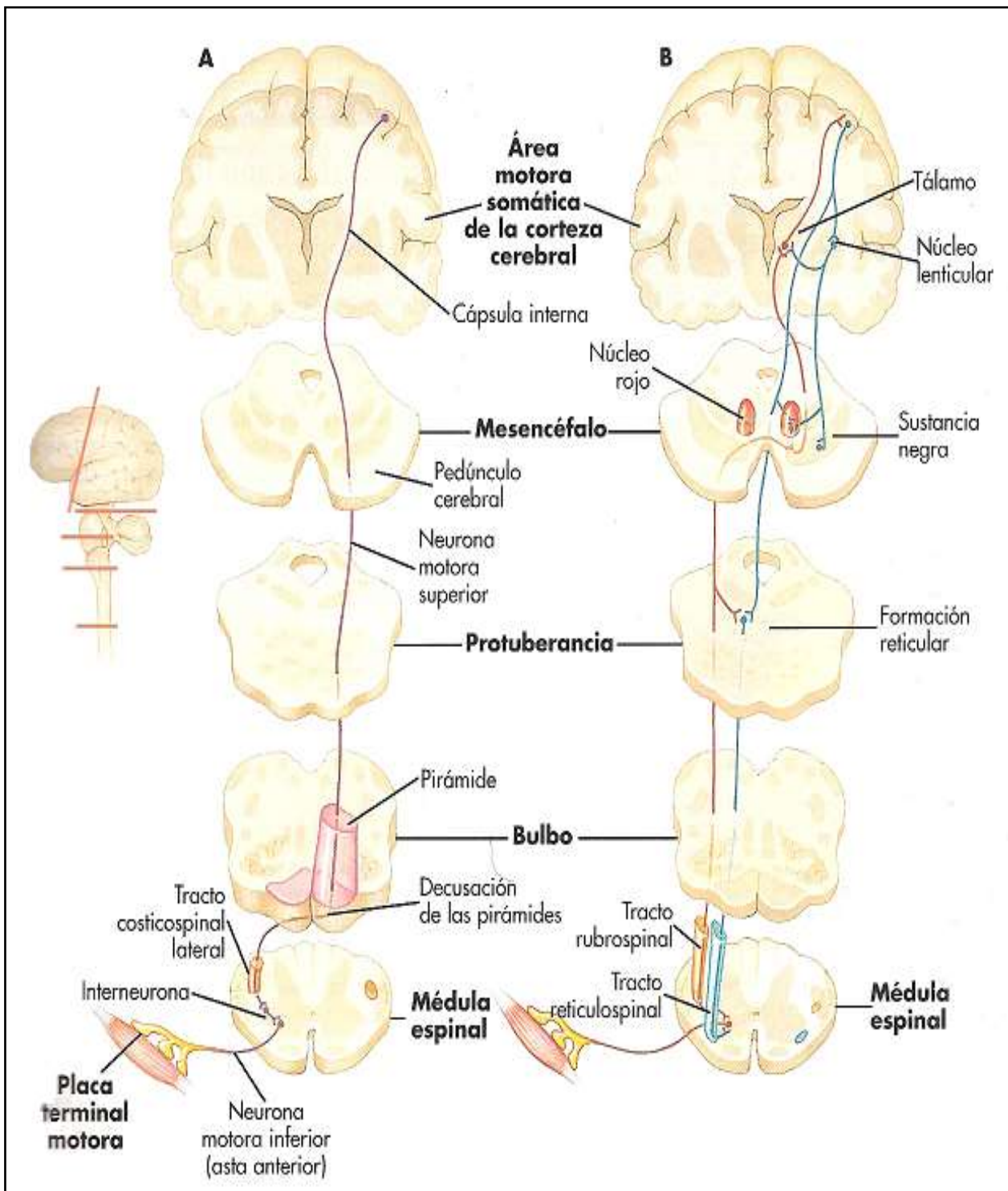


Figura 1. Ejemplos de vías motoras somáticas.

A: Vía piramidal por el tracto corticoespinal.

B: Vías extrapiramidales por los tractos rubroespinal y reticuloespinal.

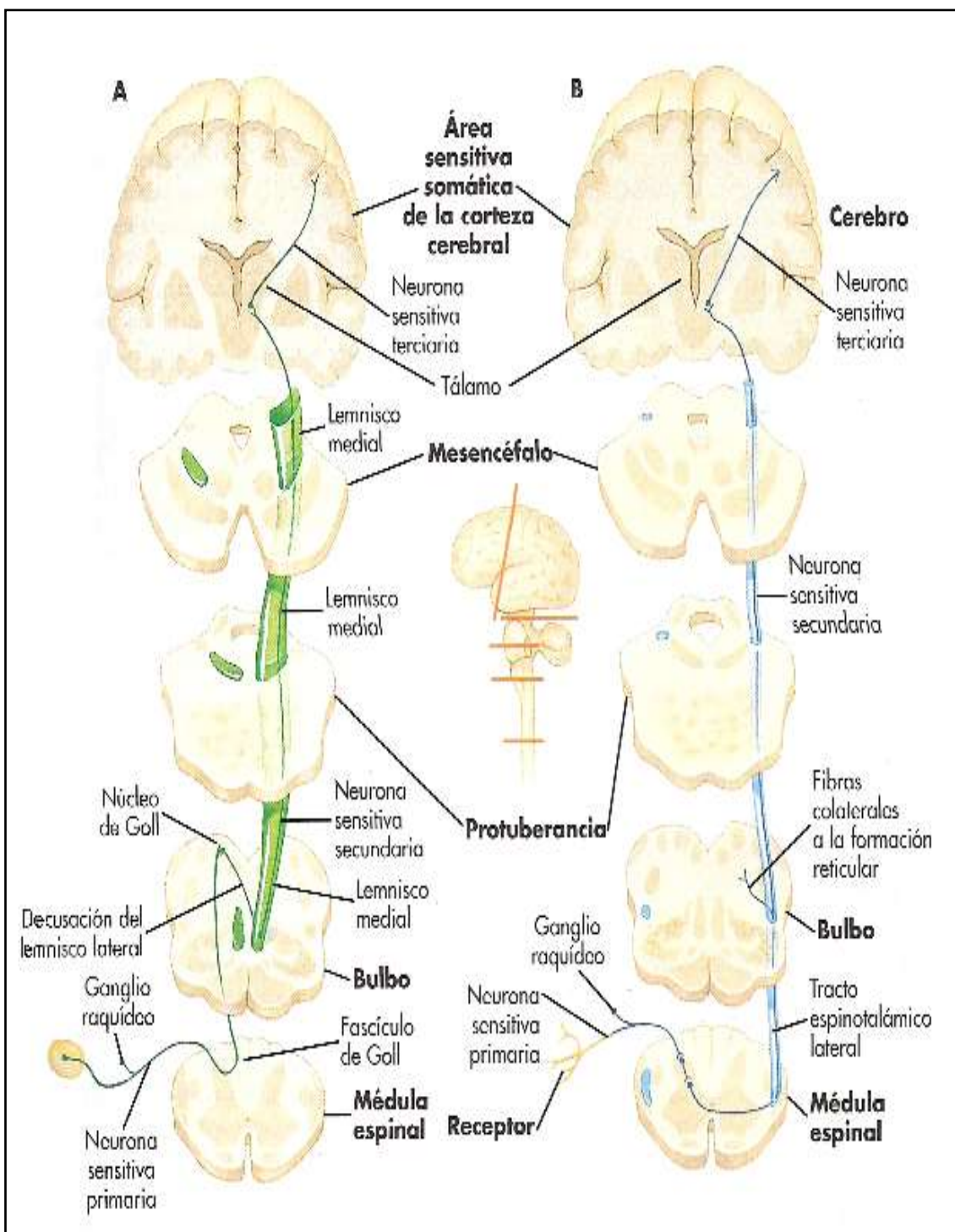


Figura 2. Ejemplos de vías sensitivas somáticas.

A: vía del sistema lemnisco medial que conduce información sobre tracto discriminante y cinestesia.

B: vía espinotalámica que conduce información sobre dolor y temperatura.

FUNDAMENTO

Las sensaciones cutáneas de tacto, presión, calor, frío, y dolor se producen a través de las terminaciones nerviosas dendríticas de las diferentes neuronas sensitivas. Los receptores del calor, el frío y el dolor son simplemente terminaciones nerviosas libres de las neuronas sensitivas. Las sensaciones de roce o tacto se producen por terminaciones dendríticas libres que rodean a los folículos pilosos, y por terminaciones dendríticas expandidas denominadas terminaciones de Ruffini y discos de Merkel. Las sensaciones de tacto y presión también se producen por dendritas que aparecen encapsuladas en el interior de diversos tipos de estructura; estas estructuras son los corpúsculos de Meissner y los corpúsculos de Paccini (Fig. 3) (4).

A la sensibilidad cutánea se le llama también **exteroceptiva** debido a que los estímulos se producen en el medio externo. La información propioceptiva y viscerosceptiva, corresponde a la **sensibilidad interoceptiva**, porque en este caso los receptores correspondientes son activados por cambios que ocurren en el interior del organismo (Tabla 2) (4).

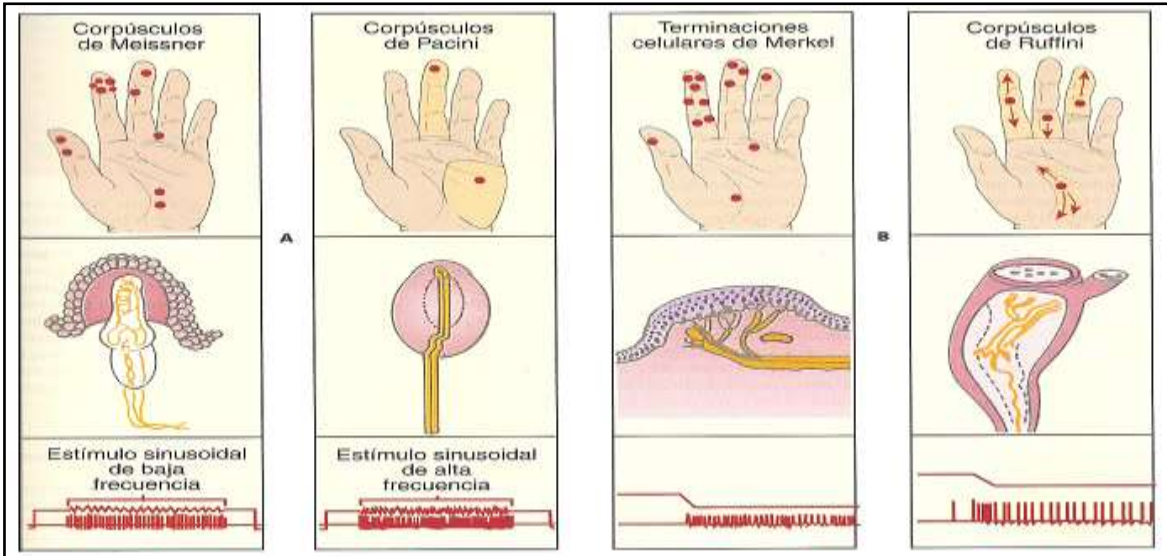


Figura 3. Representación de distintos tipos de campos receptivos de los mecanorreceptores cutáneos.
A: Mecanorreceptores de adaptación rápida: corpúsculos de Meissner y corpúsculos de Paccini.
B: Mecanorreceptores de adaptación lenta: terminaciones celulares de Merkel y corpúsculos de Ruffini. Los puntos rojos señalan los centros de los campos receptivos y las áreas amarillas, la extensión de estos campos.

Tabla 2 Sensibilidad cutánea.

Sensibilidad	Exteroceptiva (cutánea)	Dolor, temperatura, tacto y presión.	
	Interoceptiva	Propioceptiva:	Distensión muscular, tracción de los tendones, movimiento articular, dolor muscular y articular.
		Visceroceptiva:	Dolor y presión viscerales.

*Tomada de Stuart Ira Fox. (2003) **Fisiología Humana**. 7ª edición. McGraw Hill Interamericana. España. Pág. 250.

Privación sensorial.

La privación sensorial es la restricción total o parcial de los estímulos que se reciben a través de uno o más sentidos. Algunos de los métodos de privación sensorial incluyen el permanecer de pie enfrentando a una pared (con las manos sobre la cabeza y las piernas separadas de tal manera que el peso del cuerpo recae sobre los dedos de los pies), el encapuchamiento (cubrir la cabeza con un material oscuro), someterse al ruido (colocarse en un cuarto con sonidos a alto volumen), la privación del sueño y la privación de agua y alimento. Cuando la restricción sensorial es parcial o por periodos cortos, los sujetos experimentan un estado de relajación y tranquilidad, pero a medida que la privación es prolongada, se experimenta desde ansiedad hasta alucinaciones, pensamientos extraños, depresión e incluso comportamientos antisociales (6, 7).

Dement fue el primero en hacer una privación del sueño e hizo un registro electroencefalográfico y medición de los movimientos oculares. Encontró que los individuos invertían un porcentaje mayor de tiempo durante las noches de recuperación en las fases de sueño que fueron privadas y que a medida que se prolongaba la privación parecieron estar más irritables. Otras investigaciones sobre privación sensorial fueron realizadas en la Universidad de Mc Gill, en Canadá por el psicólogo Donald O. Hebb. Consistieron en aislar por varios días a sujetos voluntarios en una cámara manteniéndolos acostados, con un visor que les impedía ver, una almohada especial y un sistema de aire acondicionado y ventilación para evitar la recepción de sonidos; el tacto se bloqueó con guantes de algodón. Los sujetos permanecieron allí todo el tiempo excepto para comer y hacer sus necesidades fisiológicas. El experimentador y el sujeto podían comunicarse solamente a través de micrófonos y bocinas (Fig. 4). A los sujetos se les aplicaron pruebas de ejecución antes y después de la privación sensorial, encontrando un deterioro en el periodo posterior a la misma; los sujetos indicaron tener ilusiones y alucinaciones grotescas. Aunado a las manifestaciones anteriormente mencionadas, Hebb encontró que estas personas eran más susceptibles a la manipulación o lavado de cerebro, ya que los sujetos no llegaban a distinguir entre el sueño y realidad, pudiendo incluso firmar confesiones falsas (8, 9).

A pesar de la gran importancia de estos trabajos, varios de ellos se aprovecharon en los años posteriores para practicar la privación sensorial como método de tortura en países como el Reino Unido, Chile, Turquía y Argentina hasta 1970. Actualmente, la privación sensorial parcial se utiliza como parte de varias terapias alternativas para mejorar la calidad de vida debido a sus efectos relajantes.

Otra forma de privación sensorial es la que ocurre en personas que nacen sin algún sentido o lo pierden en algún momento de su vida. La manera en como se explica que una persona que carece de uno de sus sentidos pueda desarrollar mejor los otros es la plasticidad cerebral, es decir, el incremento en la cantidad de espinas dendríticas a nivel del soma neuronal, lo que aumenta la probabilidad de sinapsis y por tanto la comunicación neuronal.

Así, a mayor cantidad de estímulos para un sistema sensorial, mejores conexiones entre las neuronas y mayor desarrollo de dicho sistema. Por todo esto, es importante reconocer que las personas que tienen una discapacidad sensorial y que logran desarrollar una sensibilidad excepcional en otro de sus sentidos no son ni fenómenos ni genios, sino que en ellos el esfuerzo realizado para superar su incapacidad, modifica sus percepciones al someter sus sistemas sensoriales intactos a una mayor cantidad de estímulos (6, 8, 9).

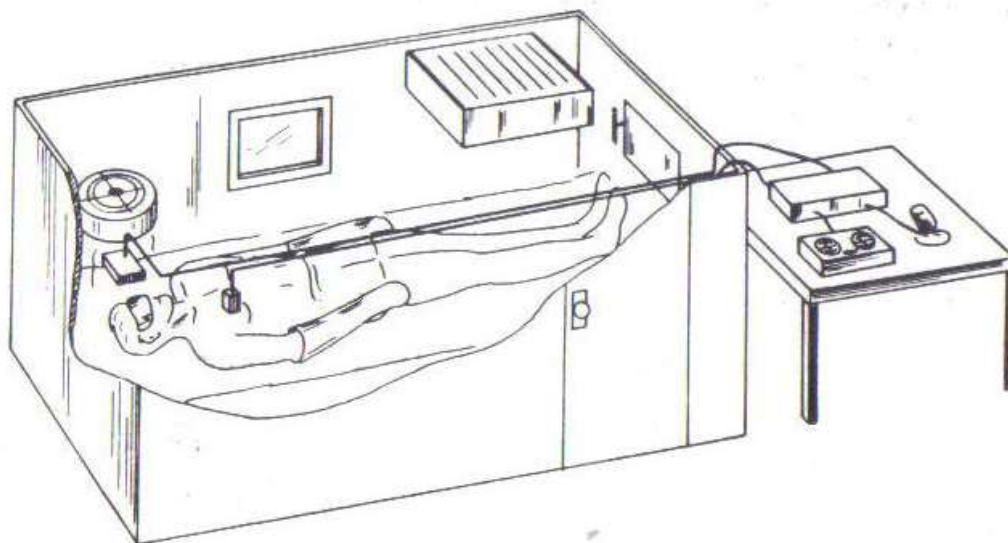


Figura 4. Cámara de aislamiento en los experimentos de Hebb (tomado de Thompson, 1971).

MATERIAL Y EQUIPO

3 Lápices con la punta muy aguda
 1 Regla graduada en milímetros
 1 Pedazo de corcho
 Paño o antifaz
 Orejeras o tapones de oídos
 Guantes
 Cubrebocas
 Algodón
 Palo de escoba o bastón

MATERIAL BIOLÓGICO

Alumnos voluntarios

REACTIVOS

PROCEDIMIENTO

Trabajar en grupos de dos estudiantes, uno como sujeto y otro como examinador, después se invierten los papeles y se repiten los ejercicios.

Tiempo de adaptación al tacto ligero. El sujeto cierra los ojos y con la punta del lápiz se mueve cuidadosamente un pelo del antebrazo y se mantiene en esta posición. Se pide al sujeto que diga en qué momento se da cuenta del desplazamiento y cuando desaparece esta sensación. Se mide la duración de la percepción y se anotan los datos. Se repite el experimento con cinco pelos cuando menos.

Localización del tacto ligero. Permaneciendo con los ojos cerrados se vuelve a desplazar un pelo aislado con la punta del lápiz, se pide al sujeto que intente tocar con el otro lápiz la base del pelo que se ha movido. Se anota la distancia entre estos dos puntos si es que la hay. Repetir la prueba cinco veces y establecer el error medio para localización del tacto ligero.

Adaptación al tacto. El sujeto cierra sus ojos y pone sus manos sobre la mesa con las palmas hacia abajo y los dedos separados. Se pone un pequeño pedazo de corcho sobre la cara

dorsal de un dedo entre la uña y la primera articulación. Se pide al sujeto que señale el momento en que percibe la sensación del tacto y el momento en que desaparece la misma. Medir en segundos la duración del fenómeno. Muy lentamente se toma el corcho entre el pulgar y el índice y sin mucha presión se apoya hacia abajo. Retirar el corcho del dedo y volverlo a poner en su sitio durante diez veces, pidiendo en cada vez si el corcho está en el mismo lugar o si se ha retirado. Anotar los datos.

Privación sensorial. Los sujetos se colocarán en un área libre de ruidos, con piso liso e iluminación media. Los sujetos experimentales se llevarán al lugar de estudio y se les dejará unos 5 min a que se familiarizaran con él. Luego se les colocará en la silla y se procederá a cubrirle los ojos, taparle los oídos, colocarle algodones en la nariz o un cubrebocas y los guantes en las manos. Se les colocará el bastón o palo en la mano y luego de unos segundos, se les hará deambular durante 20 min, apoyándose levemente de otra persona y guiándose con ayuda del bastón. Cada 5 min se realizarán mediciones de movimiento corporal (principalmente de manos y pies) por inspección visual; de las variables fisiológicas (respiración y pulso cardiaco) a través de contar el número de respiraciones y pulsaciones en el cuello o muñeca durante un minuto; la orientación tiempo-espacial preguntando aproximadamente cada 5 min el tiempo que lleva en privación y en dónde se encuentra y, a nivel emocional, solicitando datos de cómo se siente y si experimenta algo inusual. Al final de la privación se les colocará de nuevo en la silla y se les retirarán los materiales que cubren los sentidos.

RESULTADOS

Realizar esquemas de lo apreciado en la práctica o dificultades en la misma. Con los datos obtenidos complete la siguiente Tabla:

Equipo	Tiempo de adaptación al tacto ligero					Localización del tacto ligero				
	1	2	3	4	5	1	2	3	4	5

Equipo	Adaptación al tacto									
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10

Equipo	Privación sensorial					
	Movimiento	Respiración	Pulso	Orientación espacial	Orientación temporal	Emoción

CONCLUSIÓN

El hallazgo obtenido en la práctica / Se cumplió o no el objetivo propuesto.

CUESTIONARIO:

1. ¿Cuáles son las principales funciones de la piel?
2. ¿Dónde se localizan los receptores exteroceptores?
3. ¿Mediante qué estímulos se activan los mecanorreceptores?
4. ¿Cuántas clases de terminaciones nerviosas encapsuladas existen? Describa dos tipos.
5. Distinga entre los sentidos especiales y los generales o somáticos.
6. ¿Qué utilidad puede tener en la actualidad la privación sensorial?

REFERENCIAS

1. Cingolani Horacio E., Houssay Alberto B. (2000). **Fisiología Humana**. 7ª edición. El Atenea. Argentina. Pág. 824
2. Guyton Arthur C., Hall John E. (2002). **Tratado de Fisiología Médica**. 10ª edición. McGraw Hill - Interamericana. México. Págs. 655-658
3. López Antunes Luis. (2000). **Anatomía del Sistema Nervioso**. 9ª reimpresión. México. Pág. 164
4. Stuart Ira Fox. (2003). **Fisiología Humana**. 7ª edición. McGraw Hill Interamericana. España. Pág. 250.
5. Thibodeau Gary A., Patton Kevin T. (2000). **Anatomía y Fisiología**. 4ª edición. Harcourt. España. Págs. 447-449.
6. Goldstein (1999). **Sensación y percepción**. Trad. del inglés por Dávila JF. 5ª. Ed. México. Internacional Thomson. Editores. Pp. 1-128.
7. Gutiérrez-García Ana G. **Apuntes de clase y práctica de laboratorio. Procesos Psicológicos Básicos**. Unidad 1. Sensopercepción. Semestre lectivo febrero-agosto 2006.
8. Morris CHG. (2001). **Sensación y Percepción**. En: Psicología. 9ª. Capítulo 3. Prentice-Hall. Madrid. Pp. 83-131. Prieto, CM. Reportaje sobre Fernando Apan Benitez, pianista ciego. Rueda de prensa de la OSX 2ª. Temporada, 16 ago 2006.
9. Thompson. **El sueño, los sueños, el despertamiento y la atención**. En: Introducción a la psicología fisiológica. Capítulo 10. Pp. 435-447.

PRÁCTICA 7 CHOQUE INSULÍNICO EN PECES

DURACIÓN 1.5h

OBJETIVO

Observar los efectos de la insulina en la disminución de los niveles de glucosa sanguínea en peces.

GENERALIDADES

La **insulina** es una hormona de acción anabólica, caracterizada por promover todos aquellos procesos que facilitan el depósito de sustratos en forma de macromoléculas a nivel de los tejidos e inhibir aquellos que producen el efecto opuesto. Por esta razón, se considera a la insulina una hormona imprescindible para el crecimiento, el cual se altera en su ausencia o déficit. Por acción de la insulina, sustratos como la glucosa, aminoácidos y ácidos grasos libres (AGL) son transportados desde el compartimento extracelular al interior de las células, con la consiguiente disminución de sus niveles circulantes (Fig. 1) (2).

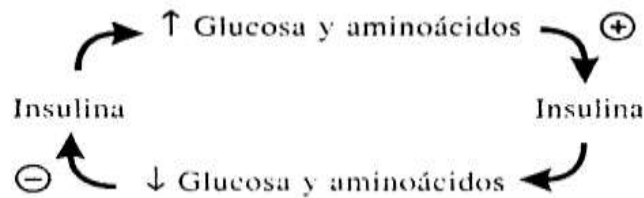


Figura 1. Mecanismo de acción de la insulina en glucosa y aminoácidos del compartimento extracelular (+) al interior de las células (-).

En el animal intacto, el incremento en la sangre de ciertos sustratos como glucosa, aminoácidos y algunos ácidos grasos estimula su secreción, la que produce el depósito de éstos y el consiguiente retorno de la concentración sanguínea de esos sustratos a valores basales. Este descenso hace desaparecer el estímulo para la secreción de insulina y se completa así un mecanismo de retroalimentación que asegura una homeostasis muy precisa (Fig. 2) (2).

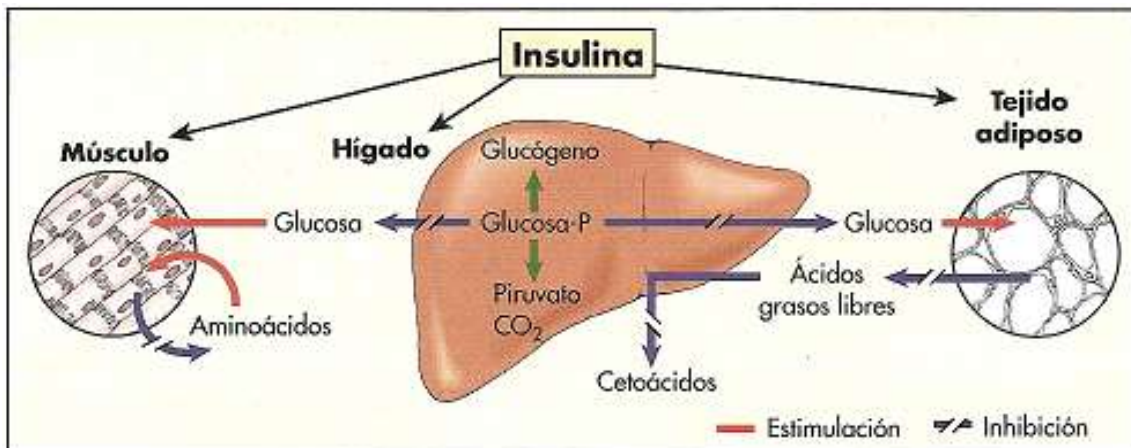


Figura 2. Efecto de la insulina sobre el flujo global de combustibles. La captación tisular de glucosa y aminoácidos es estimulada por la insulina; la liberación tisular de glucosa, aminoácidos y ácidos grasos resulta inhibida, como en la cetogénesis. El resultado neto es un descenso en la concentración plasmática de estos sustratos.

Las acciones principales de la insulina se ejercen sobre el tejido adiposo, el músculo y el hígado, y afectan al metabolismo de hidratos de carbono, grasas y proteínas (1).

- A) **Metabolismo de hidratos de carbono.** La insulina favorece la formación de reservas de glucógeno y la utilización de glucosa en los tejidos, reduce la cesión de glucosa a la sangre, mantiene bajos los niveles de glucemia y corrige la hiperglucemia debida a las comidas (1).
- B) **Metabolismo de lípidos.** La insulina aumenta el depósito de grasa a partir de los lípidos de los alimentos y de su síntesis desde hidratos de carbono, e inhibe su movilización (1).
- C) **Metabolismo proteico.** La insulina ejerce un efecto anabolizante en diversos tejidos; favorece la síntesis de proteínas desde aminoácidos y también el crecimiento celular (1).

Mecanismo de acción

El principal sitio de acción de la insulina es en la membrana celular, donde la insulina se adhiere a una proteína receptora; estos receptores a la insulina se encuentran en casi todas las células. El receptor de insulina es una glucoproteína (es un tetrámero formado por dos subunidades de glucoproteína alfa y dos subunidades de glucoproteína beta unidas por enlaces disulfuro). Cuando la insulina se une a los receptores, éstos se agregan en parches y son introducidos a la célula probablemente por un mecanismo de endocitosis mediada por receptores. La vida media de los receptores a la insulina es de siete horas (4).

De acuerdo con lo anterior, la insulina controla varios procesos metabólicos en una variedad de tejidos blanco a través de la activación de los receptores ubicados en la superficie celular. Se sabe, además, que la activación de los receptores de insulina ocasiona el aumento de la actividad de la tirosina cinasa y autofosforilación del receptor a la insulina, pero no se conocen del todo los fenómenos subsecuentes (Fig. 3) (4).

FUNDAMENTO

La administración de insulina en dosis moderadas produce en segundos o minutos descensos de la glucosa, de los aminoácidos y de los ácidos grasos en sangre (1).

El **hiperinsulinismo** se debe a cantidades excesivas de insulina. Su síntoma principal es la **hipoglucemia** o caída del nivel de glucosa en sangre, la cual ocurre porque el exceso de insulina estimula la captación excesiva de glucosa en muchas células del cuerpo. Además, la glucemia baja fomenta la secreción de adrenalina, glucagón y hormona del crecimiento humana, con lo que ocurren ansiedad, sudación, temblores, aceleración de la frecuencia cardíaca, hambre y debilidad (Fig. 4). Cuando se reducen las concentraciones sanguíneas de glucosa, las células cerebrales se ven privadas del aporte constante de esta sustancia, que necesitan para funcionar eficazmente. Ello genera desorientación mental, convulsiones, pérdida de la conciencia y choque, conjunto de manifestaciones llamado **choque insulínico**. Es posible que sobrevenga con rapidez la muerte, si no se aumenta la glucemia; ya que la concentración sanguínea de insulina depende de un equilibrio entre la tasa de secreción de insulina de las células beta y de su índice de eliminación de la sangre, así como de su inactivación por los distintos tejidos (5).

El tratamiento correcto del paciente con un shock o coma hipoglucémicos consiste en la administración intravenosa inmediata de grandes cantidades de glucosa. Al cabo de un minuto o más, el enfermo suele recuperarse del shock. Asimismo, la administración de glucagón (o, con

menor frecuencia, epinefrina) puede inducir una glucogenólisis del hígado y aumentar la glucemia con extraordinaria rapidez. Si no se aplica tratamiento inmediato, suele producirse un daño permanente de las neuronas del SNC (3).

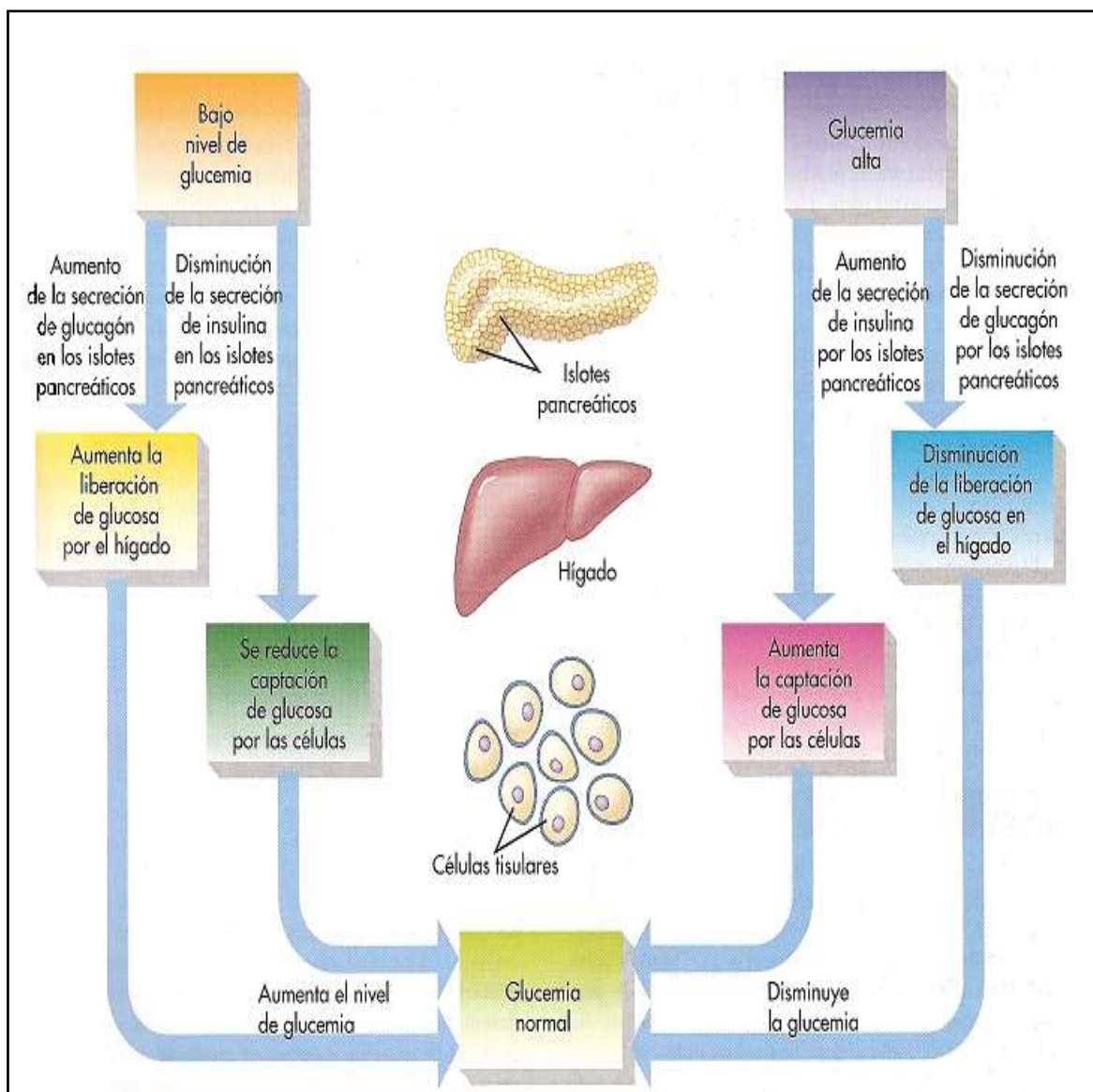


Figura 3. Regulación de la glucemia. La insulina y el glucagón, dos de las principales hormonas pancreáticas, tienen efectos antagónicos sobre la glucemia.

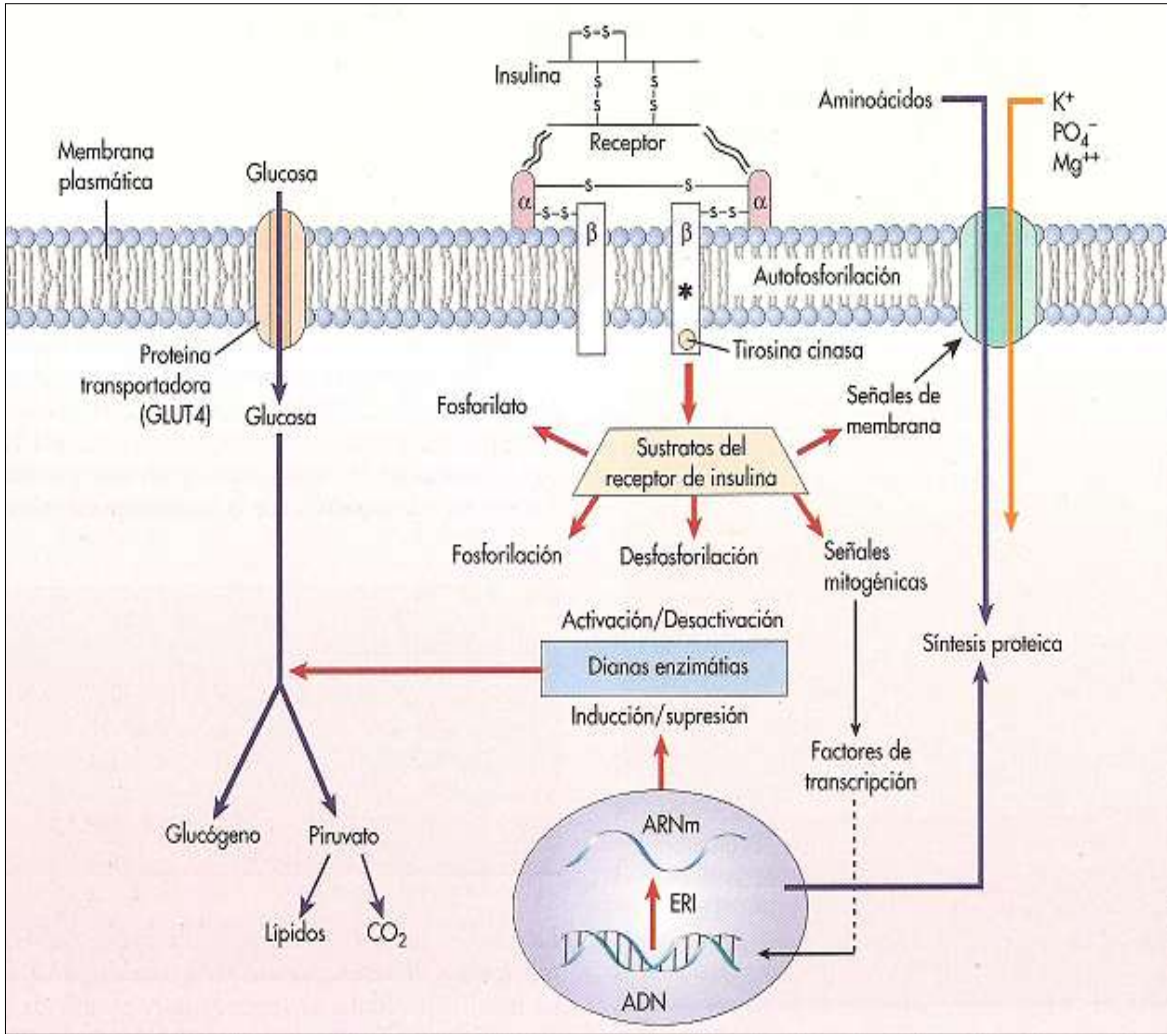


Figura 4. Acción de la insulina sobre las células. La unión de la insulina a su receptor provoca la autofosforilación del receptor, que pasa a actuar como una tirosina cinasa que fosforila tirosinas en los sustratos del receptor de insulina. Como consecuencia estos sustratos fosforilan los residuos de serina y treonina en otras proteínas y enzimas. En último término, se activan o inactivan numerosas dianas enzimáticas y el resultado final es un desplazamiento del metabolismo de la glucosa hacia glucógeno y piruvato. ERI: elementos reguladores de insulina.

MATERIAL Y EQUIPO

Peceras chicas o vasos de precipitado
 Jeringa 5 ml
 Agua destilada
 Recipiente para residuos químicos o biológicos

MATERIAL BIOLÓGICO

Dos peces de la especie Carpa roja (*Carassius auratus*)

REACTIVOS

Insulina de acción corta
 Sacarosa al 10%

PROCEDIMIENTO

1. Someter a la carpa roja a condiciones de hiperinsulinismo y comparar con un pez normal.

2. Después colocar al pez con hiperinsulinismo en una solución de glucosa libre de insulina para permitirle recuperarse.
3. Cada grupo de estudiantes recibirá dos carpas rojas. La carpa roja de prueba se colocará en una pecera o en un vaso de precipitado que contenga diez gotas de insulina en 200 ml de agua. Colocar el pez control en una cantidad igual de agua sin insulina. Tener cuidado en no dañar al pez al manejarlo.
4. Observar cualquier cambio en el comportamiento del pez. Anotar.
5. Al observar un cambio notable en el comportamiento del pez prueba, sacar del líquido al pez de prueba y colocarlo en 200 ml de una solución de sacarosa al 10%. Registrar a continuación cualquier cambio de comportamiento que se observe y explicar los resultados.
6. Si por alguna razón el muere, disponerlo de acuerdo a las recomendaciones del facilitador, así como colocar los restos de reactivos en los recipientes correspondientes.

RESULTADOS

Realiza esquemas de lo observado en la práctica y llena la siguiente tabla:

Pez / Tamaño /Tipo	Comportamiento normal	Comportamiento en la solución de sacarosa al 10%	Comportamiento con insulina (hiperinsulinismo)
1			
2			

CONCLUSIÓN

El hallazgo obtenido en la práctica / Se cumplió o no el objetivo propuesto.

CUESTIONARIO

1. ¿Por qué es tan importante mantener la glucemia constante?
2. ¿Cómo se regula el nivel de sangre del glucagón e insulina?
3. ¿Cuál es la función del glucagón en la hipoglucemia?
4. ¿Qué es la Diabetes Mellitus?
5. La insulina baja la glucemia por dos mecanismos. Explica cuáles son.
6. Explique qué es la hiperglucemia.
7. Explique en qué consiste la prueba de tolerancia a la glucosa.

BIBLIOGRAFÍA

1. Barber Cárcamo Ana, Ponz Piedrafita Francisco. (1998). **Principios de Fisiología Animal**. 1ª edición. Síntesis. España. Págs. 368-370
2. Cingolani Horacio E., Houssay Alberto B. (2000). **Fisiología Humana**. 7ª edición. El Atenea. Argentina. Pág. 581
3. Guyton Arthur C., Hall John E. (2002). **Tratado de Fisiología Médica**. 10ª edición. McGraw Hill - Interamericana. México. Pág. 1079

4. Ninomiya Jesús G., De Coronado Irma Z. P., Aguilar Robledo Raúl. (1995). **Fisiología Humana, Endocrinología y Metabolismo**. 1ª edición. El Manual Moderno. México. Pág. 199.
5. Tórtora Grabowski. (2002). **Principios De Anatomía y Fisiología**. 9ª edición. Oxford. México. Pág. 611.

PRÁCTICA 8

VARIACIONES CÍCLICAS DE LA TEMPERATURA CORPORAL EN LA MUJER

DURACIÓN 1.5h

OBJETIVO

Registrar las variaciones de temperatura corporal que se presentan durante un ciclo menstrual y que factores pueden modificar la temperatura.

GENERALIDADES

En el cuerpo, el calor se produce por actividad muscular, asimilación de alimentos y por todos los procesos vitales que contribuyen a la tasa metabólica basal. El calor se pierde por radiación, conducción y evaporación de agua en las vías respiratorias y en la piel. También se pierden pequeñas cantidades de calor con la orina y las heces. El equilibrio entre la producción y la pérdida de calor determina la **temperatura corporal**. Debido a que la velocidad de las reacciones químicas varía con la temperatura y ya que los sistemas enzimáticos del cuerpo tienen rangos estrechos de temperatura en los cuales funcionan de manera óptima, la función corporal normal depende de una temperatura corporal relativamente constante (1).

Por lo general, los invertebrados no pueden ajustar su temperatura corporal, por lo cual están a merced del ambiente. En los vertebrados, se desarrollaron mecanismos para mantener la temperatura corporal mediante el ajuste entre la producción y la pérdida de calor. En los reptiles, anfibios y peces, los mecanismos de ajuste son relativamente rudimentarios y estas especies son llamadas de sangre fría (poiquilotermos), por qué su temperatura corporal fluctúa en un rango considerable.

En las aves y mamíferos, los animales de sangre caliente (homeotérmicos), existe un conjunto de respuestas reflejas que se integran principalmente en el hipotálamo y operan para mantener la temperatura corporal en un rango estrecho a pesar de las amplias fluctuaciones en la temperatura ambiental. Los mamíferos que hibernan son una excepción parcial. Mientras están despiertos son homeotérmicos, pero durante la hibernación su temperatura corporal disminuye (1).

Temperatura corporal normal.

No existe una sola temperatura corporal que pueda considerarse normal, porque las mediciones efectuadas entre muchas personas sanas revelan un intervalo normal de temperaturas, de 36.5° y 37°C si se mide en la boca y 0.6°C más si se mide en el recto. (2)

La temperatura rectal es representativa de aquella que existe en el centro del cuerpo y varía menos con los cambios térmicos ambientales (1).

Diversas partes del cuerpo tienen temperaturas distintas, y la magnitud de la diferencia térmica entre ellas varía con la temperatura ambiental (Fig. 1) La temperatura oral se modifica por muchos factores, incluida la ingestión de líquidos calientes o fríos, el uso de goma de mascar, el consumo de cigarrillos y la respiración por la boca. La temperatura corporal aumenta con el ejercicio y varía con los extremos de temperatura ambiental, porque los mecanismos termorreguladores no son perfectos (1).

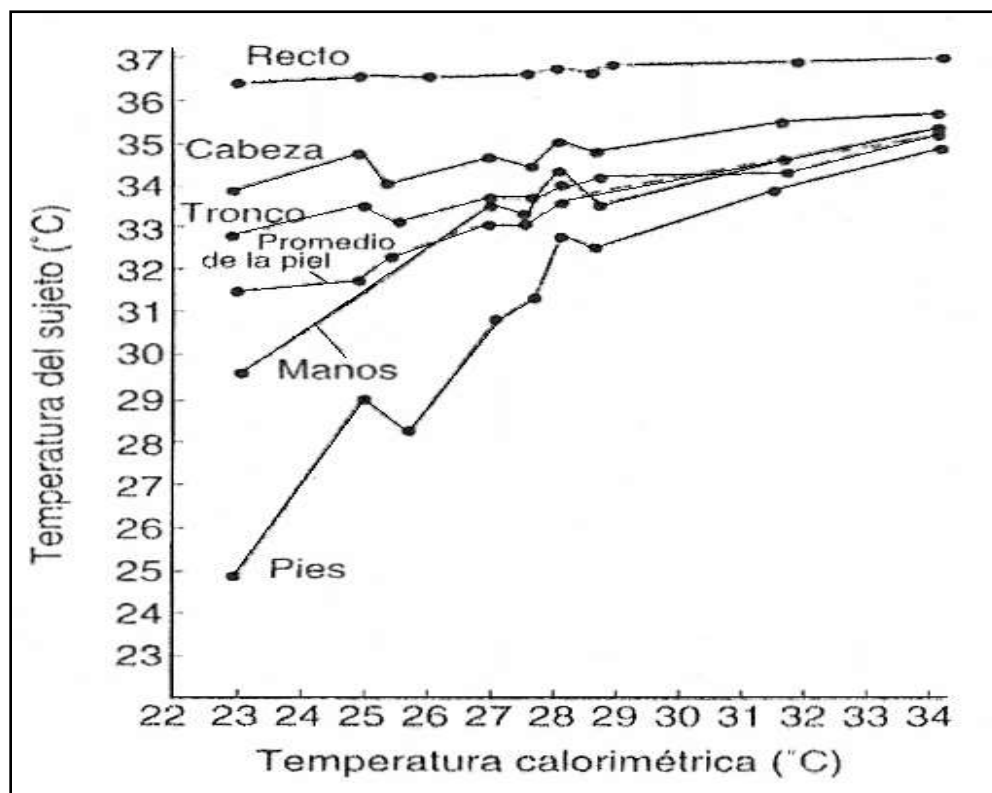


Figura 1. Temperatura de varias partes del cuerpo de un sujeto desconocido con varias temperaturas ambientales en un calorímetro.

Ciclo menstrual.

Los años reproductores normales de la mujer se caracterizan por variaciones rítmicas mensuales de la secreción de hormonas femeninas y las correspondientes alteraciones físicas en los ovarios y en otros órganos sexuales. Este patrón rítmico recibe el nombre de **ciclo menstrual**. La duración del ciclo es, en promedio de 28 días. Puede ser tan corto como 20 días o tan largo como 45 días, incluso en mujeres normales, aunque la longitud anormal del ciclo con frecuencia se asocia con menor fertilidad. Los acontecimientos que se presentan durante el ciclo menstrual, se pueden resumir en tres fases: **la fase menstrual, la fase preovulatoria y la fase postovulatoria** (2).

Fase menstrual

También llamada menstruación, es el periodo de expulsión de 25 a 65 ml de sangre, líquido tisular y células epiteliales. Es consecuencia de una reducción súbita de los estrógenos y progesterona y dura aproximadamente los primeros días del ciclo menstrual. El primer día del ciclo ovárico esta designado como el primer día de la menstruación (Fig. 2) (2).

Fase preovulatoria.

Segunda fase del ciclo menstrual, es aquella que transcurre entre la menstruación y la ovulación. Esta fase del ciclo menstrual es más variable que las otras fases. Dura de 6 a 13 un ciclo de 28 días. Los estrógenos son las hormonas ováricas dominantes durante esta fase del ciclo menstrual (Fig. 2) (2).

Ovulación.

Ruptura del folículo ovárico vesicular (de Graaf) con la liberación del ovocito secundario hacia la cavidad pélvica, se presenta por lo general en el día 14 en un ciclo de 28 días. Justo antes de la ovulación, la concentración alta de estrógeno que se desarrolla durante la fase preovulatoria ejerce una retroalimentación positiva sobre la hormona luteinizante y la hormona liberadora de gonadotropinas (Fig. 2) (2).

Fase postovulatoria.

Esta fase es la más constante en cuanto a duración, que abarca del 15 al 28 en un ciclo de 28 días y representa un tiempo entre la ovulación y la aparición de la siguiente menstruación. Después de la ovulación, la secreción de hormona luteinizante está dada por el cuerpo lúteo que secreta cantidades progresivamente mayores de estrógenos y progesterona. La progesterona es la responsable de la preparación del endometrio para recibir al óvulo fertilizado (Fig. 2) (2).

Durante la fase final de la fase postovulatoria, la secreción de hormona folículo estimulante nuevamente aumenta en forma gradual y disminuye la secreción de hormona luteinizante. La hormona ovárica dominante desde el punto de vista funcional durante esta fase, es la progesterona (Fig. 2) (2).

FUNDAMENTO

En la mujer los órganos reproductores presentan en comparación con el varón, cambios cíclicos regulares en los cuales ocurren todo un conjunto de modificaciones estructurales y funcionales, que tienen por propósito esencial preparar al organismo para la fecundación y el embarazo. Este cambio cíclico es menstrual y el rasgo más característico es la hemorragia periódica por vía vaginal o menstruación. La duración de este ciclo en promedio es de 28 días (3).

Las variaciones cíclicas de la secreción hormonal ovárica producen variaciones cíclicas de la temperatura corporal basal. En el **método del ritmo** de control de natalidad, una mujer mide su temperatura corporal basal en la boca en el momento de levantarse para determinar cuándo se ha producido la ovulación (4).

El día pico de LH, cuando la secreción de estradiol comienza a declinar, existe una ligera caída de la temperatura corporal basal. Empezando un día después del pico de LH, la temperatura corporal basal se eleva ligeramente como consecuencia de la secreción de progesterona, y permanece elevada durante toda la fase luteínica del ciclo (Fig. 3) (4).

La depresión es un trastorno de alta prevalencia con mayor incidencia en el género femenino, lo cual se asocia a los cambios hormonales que se dan a diferentes etapas de la vida. Para detectar los periodos de mayor estado depresivo, se pueden emplear escalas autoaplicables como la de Hamilton. Esta consta de un cuestionario en que cada ítem puntúa de 0 a 4, valorando tanto la intensidad como la frecuencia de algunos síntomas característicos. Se pueden obtener, además, dos puntuaciones que corresponden a ansiedad psíquica (ítems 1, 2, 3, 4, 5, 6 y 14) y a ansiedad somática (ítems 7, 8, 9, 10, 11, 12 y 13) (6,7).

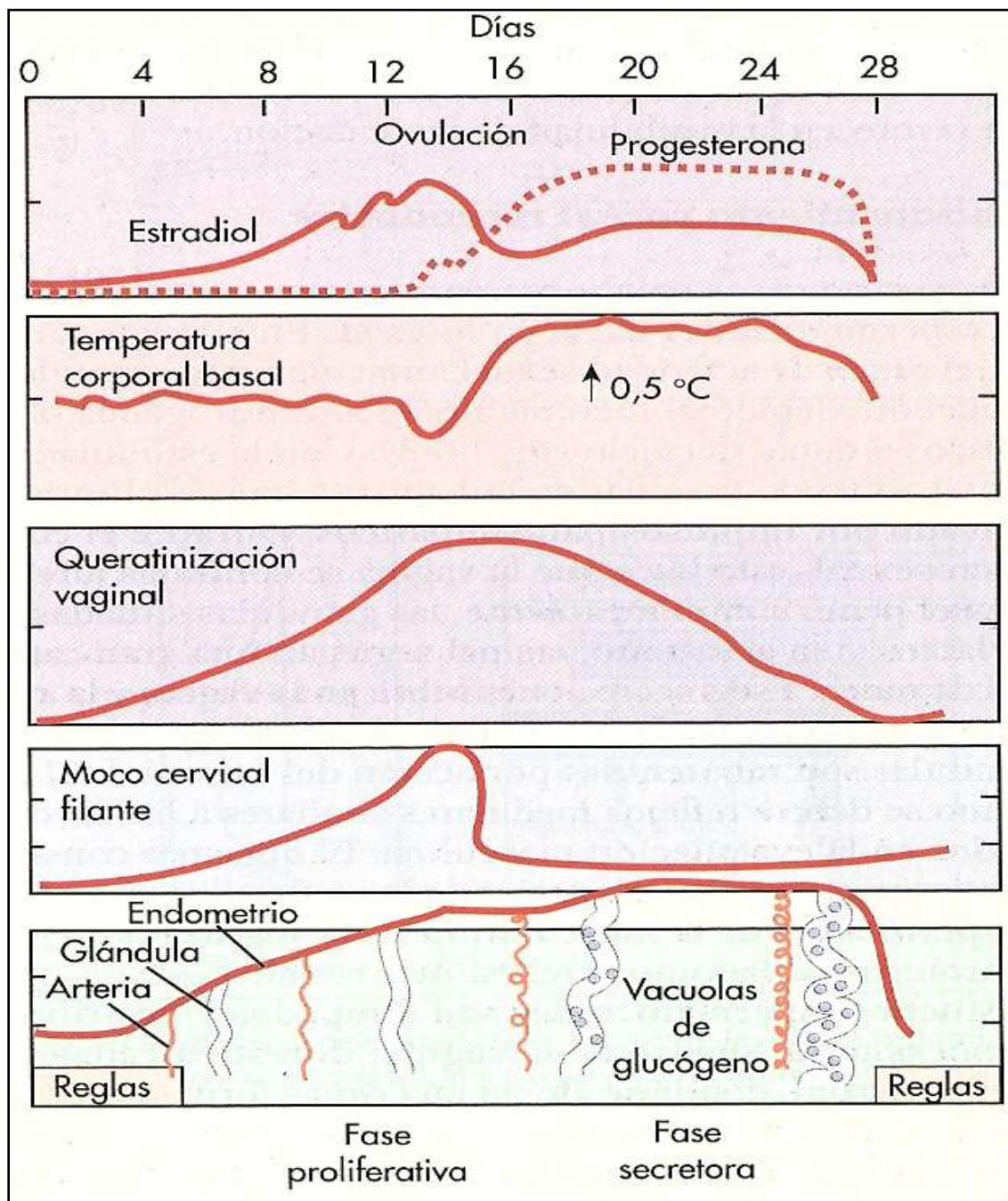


Figura 2. Correlación entre los cambios de temperatura corporal, la citología vaginal y la estructura y función endometriales, con los perfiles de la concentración plasmática de estradiol y progesterona.

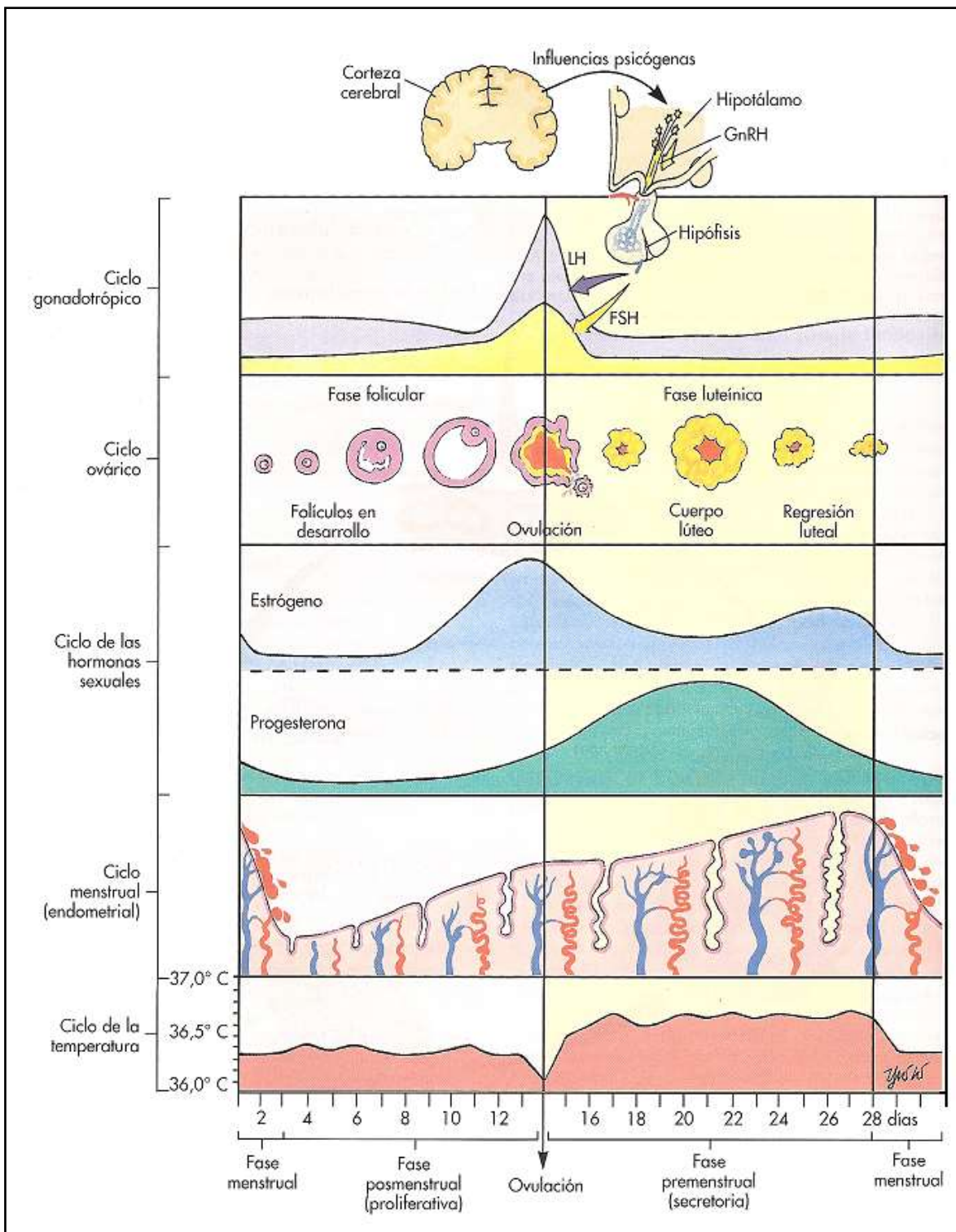


Figura 3. Ciclos reproductores femeninos. La figura representa las relaciones entre el nivel cerebral, hipotalámico, hipofisario, uterino y ovárico a través de un ciclo de 28 días. También se representan las diferencias en la temperatura basal (5).

MATERIAL Y EQUIPO

Termómetro clínico bucal
 Hoja de papel milimétrico
 Regla graduada
 Lápiz y calculadora

MATERIAL BIOLÓGICO

Alumna voluntaria

REACTIVOS**PROCEDIMIENTO**

El experimento dura un mes entero. Los objetivos que se persiguen son mostrar la variación menstrual de temperaturas basales en las mujeres, tomando como testigos los varones del grupo; mostrar también el ciclo diario de temperatura, obteniendo bastantes datos para tratarlos estadísticamente y entender mejor el significado de lo que es normal en biología. Cada estudiante debe contar con un termómetro clínico bucal. Esta se lavará con agua y jabón y se enjuagará después de su uso. Puede desinfectarse dejándolo varias horas en solución germicida, enjuagándolo después con agua.

Antes de cada medición de temperatura, se sacudirá el termómetro hasta que la columna de mercurio se encuentre debajo de la señal 34.4° . Para medir la temperatura oral se pone el termómetro debajo de la lengua, se cierran los labios, acostarse tranquilamente y respirar normalmente durante cinco minutos. Sacar el termómetro y leerlo.

Variaciones mensuales de la temperatura basal.- El termómetro listo para ser usado, se pone sobre la mesa de noche, para poder tomar la temperatura antes de levantarse, cada mañana, durante un mes, después de despertar, pero antes de levantarse, tome su temperatura oral, anote sobre la hoja de resultados, la fecha, la hora, la temperatura obtenida, las horas de sueño y las horas transcurridas desde la última ingestión de alimentos. Se construye una gráfica; en las abscisas la fecha y en las ordenadas la temperatura basal. Al fin del mes se examinan todas las gráficas construidas, buscando fluctuaciones de la temperatura basal. Establecer si existe en las mujeres una variación que no sea al azar.

Variaciones de temperaturas basales de una población normal.- Seleccionar un día al azar y concentrar todas las temperaturas basales obtenidas; con estos datos, establecer la media aritmética, mediana, límites y desviación estándar.

RESULTADOS

Cuadro o gráfica de las mediciones diarias de la temperatura basal.

Cuadro o gráfica de las variaciones de temperatura basales de una población normal.

Tabla o gráfica de los resultados de la escala de Hamilton a los días 1, 14 y 28 días .

Resultados de análisis estadístico:

Número de personas _____

Temperatura basal media _____

Desviación estándar _____

Temperatura basal media _____

Límites de temperaturas basales de: _____ a _____

Promedio de puntaje en la escala de Hamilton a los días indicados

CONCLUSIÓN

El hallazgo obtenido en la práctica / Se cumplió o no el objetivo propuesto.

CUESTIONARIO

1. Define que es Menarquia.
2. Define que es Menopausia.
3. ¿Cuándo se produce la ovulación?
4. ¿Qué diferencias existen entre el ciclo ovárico y el ciclo menstrual?
5. ¿Qué tan precisa es la regulación de la temperatura corporal?
6. ¿Qué importancia tiene la progesterona en el ciclo menstrual?
7. ¿En qué regiones del cuerpo se puede medir la temperatura?
8. ¿Qué evalúa la Escala de Hamilton? ¿Qué puntaje se considera normal?

BIBLIOGRAFÍA

1. Ganong William F. (2004). **Fisiología Médica**. 19ª edición. El Manual Moderno. México. pág.277
2. Guyton Arthur C., Hall John E. (2002). **Tratado de Fisiología Medica**. 10ª edición. McGraw Hill - Interamericana. México. Págs. 989, 1118
3. Ninomiya Jesús G., De Coronado Irma Z. P., Aguilar Robledo Raúl. (1995). **Fisiología Humana, Endocrinología y Metabolismo**. 1ª edición. El Manual Moderno. México. Pág. 342
4. Stuart Ira Fox. (2003). **Fisiología Humana**. 7ª edición. McGraw Hill Interamericana. España. Pág. 689
5. Thibodeau Gary A., Patton Kevin T. (2000). **Anatomía y Fisiología**. 4ª edición. Harcourt. España. Pág. 922.
6. García López GI, Aguilar Moreno M, Aguilera Reyes U, Galicia Castillo O. (2013). **Evaluación de la depresión con relación al ciclo menstrual y la maternidad en mujeres jóvenes**. *Psicología y Salud*, 23 (1): 75-82.
7. Hamilton, M. (1967). **Development of a rating scale for primary depressive illness**. *Br J Soc Clin Psychol*, (6):278-296.

PRÁCTICA 9 CICLO ESTRAL EN LA RATA HEMBRA

DURACIÓN 1.5h

OBJETIVO

El alumno determinará el ciclo estral de la rata basándose en la citología vaginal.

GENERALIDADES

La mayoría de vertebrados se pueden clasificar en reproductores continuos o estacionales. Los reproductores estacionales presentan un periodo de reposo o anestro, durante el cual hay una disminución de la actividad sexual o incluso no se presenta. En los reproductores continuos, los ciclos sexuales se repiten sin interrupción durante todo el año (5).

El ciclo sexual o estral se define como el intervalo de tiempo desde el comienzo de un periodo de celo hasta el comienzo del siguiente, siendo el ciclo menstrual el intervalo entre dos modificaciones uterinas. La duración del ciclo estral difiere notablemente de una especie a otra y suele ser constante dentro de cada especie y raza, aunque con oscilaciones entre cada individuo (1). Las variaciones endocrinas asociadas al envejecimiento de los ovarios no son exclusivas del ser humano. Las hembras de los roedores experimentan la transición de la fase reproductiva a la no reproductiva con cambios endocrinos similares a los de la perimenopausia en la mujer (2).

FUNDAMENTO

Durante los ciclos estrales se producen cambios conductuales, fisiológicos y endocrinos que se encuentran coordinados y las hormonas gonadales estradiol y progesterona participan originando cambios cíclicos en la histología del epitelio vaginal, lo que puede hacerse visible mediante frotis. En su fase de fertilidad, las ratas hembras presentan ciclos estrales de 4-5 días de duración (se observan en la tabla de la página siguiente), regulados por la actividad del eje hipotálamo-hipófisis-gónada. Al igual que en la mujer, durante el ciclo de la rata la ovulación se presenta de forma espontánea, por lo que no hay cambios en la ciclicidad por la estación climática ni por la cópula (3).

La determinación de la fase estral se realiza con una pipeta Pasteur con solución salina al 0.9%. La preparación se observa al microscopio (10x y 40x) para identificar la citología vaginal y detectar la presencia de leucocitos. En el caso de las ratas, éstas presentan un ciclo estral que dura de 4 a 6 días, aunque diversos factores ambientales como la luz, temperatura y humedad pueden cambiar su duración (1, 2, 5).

MATERIAL Y EQUIPO

2 vasos de precipitados de 10 ml
Pipeta Pasteur con perilla
Portaobjetos
Microscopio compuesto
Recipientes para residuos
químicos y biológicos
Puente de tinción

MATERIAL BIOLÓGICO

Ratas hembra Wistar

REACTIVOS

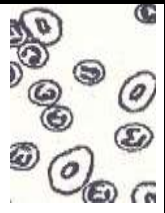

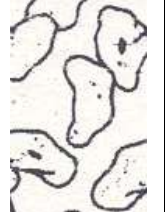
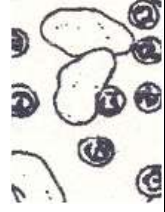
Solución salina fisiológica
estéril 0.9%
Lugol ó Azul de metileno

PROCEDIMIENTO

- 1) Llenar uno de los vasos con solución salina fisiológica, que servirá para diluir la muestra.

- 2) En el segundo vaso colocar agua corriente, para lavar la pipeta entre sucesivas tomas de muestra.
- 3) Cargar con solución salina la punta de la pipeta Pasteur y mediante restricción del movimiento de la rata realizar la toma de muestra vaginal.
- 4) Poner unas gotas de muestra sobre un portaobjetos limpio y observar con objetivos de 10 y 40X.
- 5) Identificar la fase estral en la que se encuentran las ratas tomando en cuenta la siguiente tabla:

Tabla 1. Características de las fases del ciclo estral en la rata (Adaptado de: Waynforth y Flecknell, 1992; Vega, 2000).

ETAPA	OVARIO	ÚTERO	VAGINA	FROTIS	ESQUEMA
Diestro (55-57h)	Folículos pequeños y un gran cuerpo lúteo que producen progesterona, la cual que desbloquea la producción de FSH y LH, con lo que se inicia el ciclo estral.	Pequeño, poca motilidad, leucocitos polimorfonucleares.	Epitelio delgado, abundantes leucocitos en el estroma migran a través del epitelio al lumen vaginal.	Mucosidad abundante, leucocitos y pocas células epiteliales nucleadas.	
Proestro (12-14h)	Algunos folículos que crecen rápidamente.	Vascularizado, distendido por acumulación de líquido. Mayor contractibilidad. Desaparecen los leucocitos y aparecen células epiteliales.	Epitelio delgado, con numerosa mitosis en las capas internas. No hay migración de leucocitos a través del epitelio y este se ve seco.	Células pequeñas redondas y nucleadas, solas o en capas. Pocos leucocitos.	
Estro (25-27h)	Los estrógenos incrementan la producción de (LH) y (FSH) y se produce la ovulación luego de 10h del inicio del estro. La receptividad dura unas 13 hr. Se liberan 10 a 20 óvulos cada vez.	Muy vascularizado. Las células epiteliales alcanzan su máximo desarrollo. No hay leucocitos.	La capa de epitelio se cornifica y las células pierden su núcleo adquiriendo forma irregular. La piel alrededor de la vagina se ve hinchada.	Cientos de células cornificadas con núcleo degenerado. La muestra se ve caseosa y abundante.	
Metaestro (6-8h)	Se producen muchos cuerpos lúteos y pocos folículos. Cesa la producción de estrógenos y comienza la de progesterona por los cuerpos lúteos.	El epitelio se degenera y reemplaza. Hay leucocitos en el estroma. Decremento en tamaño y vascularización.	Se desprenden las capas cornificadas y se disminuye la mitosis. Los leucocitos migran a través del epitelio hacia el lumen.	Abundantes leucocitos y pocas células cornificadas.	

RESULTADOS

Realizar esquemas de las fases estrales.

Según lo observado, mi rata se encuentra en la fase de: _____

Las concentraciones de progesterona y estradiol son: _____

Esto implica que la motivación de los animales es: _____

En el caso de que fuera una mujer, su estado de ánimo sería: _____

CONCLUSIÓN

El hallazgo obtenido en la práctica / Se cumplió o no el objetivo propuesto.

CUESTIONARIO

1. ¿Qué otros procedimientos para determinar la fase estral existen? Descríbelos.
2. ¿Qué implicaciones en la motivación y la emoción tienen las hormonas gonadales?
3. ¿Cuál diferencia existe entre los esteroides neuroactivos y los neuroesteroides?
4. Investiga las concentraciones de las hormonas gonadales estradiol y progesterona en la rata wistar a lo largo del ciclo estral.

REFERENCIAS

1. Caravaca Rodríguez FP, Castel Genís JM, Guzmán Guerrero JI, Delgado Pertiñez M, Mena Guerrero Y, Alcalde Aldea MJ, González Redondo P. **Bases de la Reproducción Animal**. Catálogo de Publicaciones Universidad de Sevilla, España. Vol. I. Capítulo 4. 2003, p. 65-66.
2. Freeman, ME. **The ovarian cycle of the rat**. En: The Physiology of Reproduction. Knoll E, Neil J. (Ed). New York, Raven Press. 1998. 1(1): 1893-1928.
3. Flores Ramos M, Martínez Mota Lucía. **Perimenopausia y Trastornos Afectivos: Aspectos Básicos y Clínicos**. Salud Mental. 2012; 35(3):231-240.
4. Waynforth HB, Fecknell PA. (1992). **Experimental and Surgical Technique in the rat**. 2a. edición. *Academic Press*. USA. p: 17-24, 278,279, 344-346.
5. Vega M. (2000). **Reproducción de Animales de laboratorio**. En: Portal Veterinaria. Sección: Bioterio y animales de laboratorio.
<http://www.PortalVeterinaria.com/sections.php?op=viewarticle&artid=7>

PRÁCTICA 10 CONDUCTA SEXUAL EN LA RATA

DURACIÓN 1.5h

OBJETIVO

Evaluar y analizar la conducta sexual en la rata macho de la cepa Wistar.

FUNDAMENTO

Parámetros de la conducta sexual

La rata macho ha sido uno de los modelos más estudiados para explicar los procesos implicados en la conducta sexual masculina. Estos estudios han sido tan completos que se ha llegado a un consenso general en cuanto a los parámetros que son útiles para su estudio.

La conducta sexual involucra actividades de cortejo, de apareamiento y de respuestas post eyaculatorias. El cortejo incluye todas las conductas por medio de las cuales el macho y la hembra se identifican como miembros de una misma especie que se encuentran en condiciones adecuadas para el apareamiento. Además, las actividades de cortejo propician y mantienen el interés sexual de ambos para la realización del apareamiento.

El cortejo incluye: emisión de vocalizaciones ultrasónicas, el olfateo, la exploración anogenital, el acicalamiento dirigido a la pareja y la persecución hacia la hembra por parte del macho. Estos cortejos se presentan en una secuencia de respuestas recíprocas que dan lugar a la cópula o el apareamiento.

La actividad de apareamiento implica ejecución de respuestas conductuales de monta sin inserción peneana llamadas genéricamente montas (M); conductas con movimientos característicos de inserción peneana intravaginal, llamadas genéricamente conductas de intromisión (I), y conductas de monta con movimientos característicos de inserción peneana con eyaculación, llamadas conductas de eyaculación (E) (Fig. 1). La hembra, por su parte, adopta una postura de receptividad característica, llamada lordosis, con la región genital expuesta hacia el macho; la cual facilita la intromisión peneana y la eyaculación.

Una vez que el macho realiza la conducta de eyaculación se presenta la conducta post eyaculatoria que incluye, en el macho, la presentación de un período de inactividad sexual, llamado intervalo poseyaculatorio (IPE) el cual tiene una duración de tiempo que varía de 5 a 10 minutos. Este intervalo termina al reiniciarse la actividad copulatoria. El intervalo posteyaculatorio se divide en: período refractario “absoluto” que es el lapso de tiempo sin actividad sexual, y período refractario “relativo” que es el lapso de tiempo en el que se inicia nuevamente el contacto con la pareja. En este intervalo posteyaculatorio también se presenta el período de autoacicalamiento genital y la emisión de vocalizaciones ultrasónicas de algunas especies.

El patrón estereotipado copulatorio de la rata macho ha conducido al desarrollo de otros parámetros conductuales que son útiles en el análisis de la conducta sexual masculina. Estas son: latencia a la 1ª monta (LM) que es el tiempo que transcurre desde que el macho y la hembra entran en contacto, hasta que se presenta la primera monta; latencia de intromisión (LI) que es el tiempo transcurrido desde la introducción de la hembra a la arena de observación, hasta que se presenta la primera intromisión y, latencia de eyaculación (LE) que es el tiempo que transcurre desde la primera intromisión, hasta que se presenta la eyaculación que da por terminada la serie. Por otra parte, las frecuencias de monta (M) e intromisión (I) cuantifican el número de montas e intromisiones que

requiere un animal para alcanzar la eyaculación y por último, la frecuencia de eyaculación (E), se toma en cuenta el número de eyaculaciones que preceden a la saciedad sexual (Fig. 1).

En conjunto, la medición de estos parámetros conductuales permite calcular la eficiencia copulatoria de los machos, también referida como potencial eyaculatorio (Hit rate). El potencial eyaculatorio indica cuantas veces el macho presenta una intromisión de manera exitosa, con relación al número de veces que lo intenta. Este potencial se calcula con la fórmula: $I + E / M + I + E$. El resultado abarca un rango que oscila entre 0 y 1. Los animales que obtienen rangos de 0.5 en adelante, se considera que presentan un potencial eyaculatorio adecuado y por lo tanto son buenos copuladores. Por último, la serie de eventos conductuales que se presentan desde la primera monta o intromisión hasta la primera eyaculación se le denomina serie eyaculatoria y cuando se incluye al IPE en la serie, ésta recibe el nombre de serie copulatoria (Fig. 2).

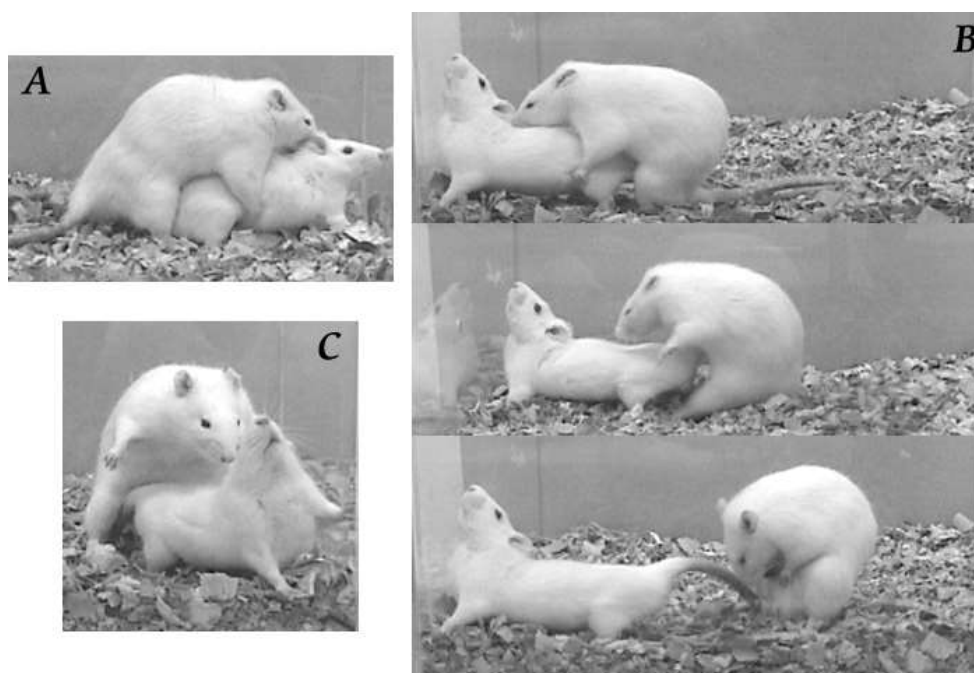


Figura 1. Conducta Sexual Masculina en rata. A) Monta, B) Intromisión y C) Eyaculación.

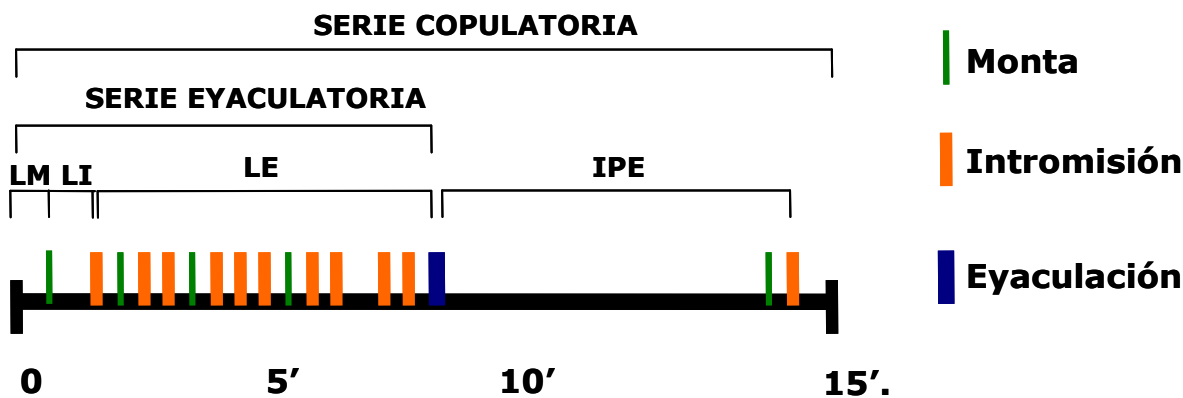


Figura 2. Patrón copulatorio ideal en la rata macho.

MATERIAL

Arenas de plexiglass de 60 cm de diámetro x 60 cm de altura
Viruta o aserrín

REACTIVOS

Solución limpiadora

MATERIAL BIOLÓGICO

Ratas macho en edad reproductiva (3-5 meses)
Ratas hembra en estro y diestro (previo análisis citológico)

PROCEDIMIENTO

- 1.- Es deseable que haya el mayor silencio y baja iluminación durante la sesión, ya que el estrés modifica de forma importante el desempeño de los animales en la prueba y en ocasiones la conducta incluso no ocurre.
2. Realizar análisis citológico a las ratas hembra a fin de identificar la fase del estro en la que se encuentren. Sólo serán utilizadas aquellas cuya citología muestre que se encuentren en fase de estro (receptiva) (ver práctica anterior). Las demás (etapa de diestro o inactiva) serán empleadas como control del experimento.
3. Una vez identificadas las ratas hembra receptivas, se colocará una rata dentro de la arena de entrenamiento (plexiglass; previamente cubierta con una base de aserrín), por un lapso de 5 minutos para su adaptación y después se introducirá una hembra receptiva.
4. A partir de ese momento, se registrará el tiempo desde que el macho inicie la conducta sexual, hasta que alcance la primera eyaculación.
5. La conducta sexual se registrará, midiendo los siguientes parámetros:
 - Frecuencia de montas, es el número total de Montas efectuadas por un macho.
 - Latencia a la primera monta, es el tiempo transcurrido desde el inicio de la prueba hasta que ocurre la primera monta.
 - Latencia de la primera monta a la eyaculación, es el tiempo transcurrido desde que ocurre la primera monta hasta que el macho eyacula.
 - Frecuencia de Intromisiones, es el número total de Intromisiones efectuadas por el macho.
 - Latencia a la primera Intromisión, es el tiempo transcurrido desde el inicio de la prueba hasta que ocurre la primera Intromisión.
 - Latencia de la primera Intromisión a la eyaculación, es el tiempo transcurrido desde que ocurre la primera intromisión hasta que el macho eyacula.
 - Intervalo Ínter intromisión, es el tiempo promedio que transcurre entre cada Intromisión.
 - Hit Rate (HR) o índice de Intromisión, es un parámetro determinado a través de la siguiente fórmula: $I + E / M + I + E$ (Intromisión + Eyaculación/ Monta + Intromisión + Eyaculación), interpretado por algunos como un indicador de erección del macho, ya que indica del total de contactos sexuales que un macho tiene con la hembra, en cuántos de ellos hubo intromisión. La escala de medición es del 0 al 1, considerando a un macho con HR de 1 a aquel que en el 100% de sus contactos con la hembra hace una intromisión.
6. En caso de no contar con ratas macho para el experimento o que no haya aparición de conducta sexual. Se podrán analizar videos demostrativos que facilite el docente para calcular las variables anteriores.

RESULTADOS

Realizar esquemas de la presencia o ausencia de la conducta sexual de la rata macho y hembra (en estro y diestro). Realizar el cálculo del HR y compararlo con el resto del grupo.

CONCLUSIÓN

El hallazgo obtenido en la práctica / Se cumplió o no el objetivo propuesto.

CUESTIONARIO

- 1-¿Qué fluctuaciones hormonales ocurren durante la conducta sexual en machos?
- 2-¿Qué cambios hormonales ocurren durante la conducta sexual en hembras?
- 3-¿A qué se le conoce como Sacidad Sexual?
- 4-¿A nivel de SNC, que áreas son las que se encargan del control de la conducta sexual?
- 5-¿Qué conductas son propias de la etapa pre-copulatoria en ratas?
- 6-¿Qué es la lordosis y qué importancia tiene en la conducta sexual?

BIBLIOGRAFÍA

- 1) Manzo J, García L, Coria G. 2002a. **Control Autónomo de la Conducta Sexual Masculina**. In: Manzo J, ed. *La Década del Cerebro y la Conducta Animal*. Xalapa, Ver.: Universidad Veracruzana. p 73-87.
- 2) Manzo J, Hernández M, Carrillo P, Pacheco P. 2002b. **Conducta Sexual Masculina**. En: Escobar C, Aguilar R, eds. *Motivación y Conducta: Sus Bases Biológicas*. México: El Manual Moderno. p 255-275.
- 3) Arteaga S, Marquéz V, Retana M, Velásquez M. 2001. **Regulación hormonal de la Conducta Sexual Masculina en el Hamster Dorado**. En: Velásquez M, ed. *Biología de la Reproducción II*. México: UAM. p 165-178.
- 4) Dewsbury D. 1979. **Description of sexual behavior in research on hormone-behavior interactions**. En: Beyer C, ed. *Endocrine control of sexual behavior*. New York: Raven Press. p 3-32.

PRÁCTICA 11

PRESIÓN ARTERIAL Y FRECUENCIA CARDIACA

DURACIÓN 1.5h

OBJETIVO

Aprender a tomar la presión arterial, así como los cambios en la misma debido a la posición y el ejercicio.

GENERALIDADES

Según el principio fundamental de la circulación, se tiene que mantener una elevada presión en las arterias para conseguir mantener el flujo por el sistema cardiovascular (4).

La introducción en los últimos años de un manguito que se infla y desinfla automáticamente conectado a un pequeño registrador portátil permite el control de la presión arterial durante las veinticuatro horas. Este procedimiento permite una mejor caracterización de los sujetos, la observación de las respuestas en relación con las particularidades de cada actividad y los efectos de la medición instituida (4).

Factores que modifican la presión arterial.

Se considera que existe hipertensión arterial cuando el nivel de la presión diastólica sobrepasa los 90 mm Hg, estando el paciente en condiciones basales si es posible. Este criterio, especialmente en aquellos casos en los que el ascenso de la presión diastólica (hasta llegar a 95 o 100 mm Hg) constituye el único signo de anormalidad, no es aceptado por todos los autores por considerarlo arbitrario (2).

Se habla de hipotensión arterial cuando la presión sistólica es igual o menor a 100, o cuando es inferior en 30 o 40 mm Hg a su nivel habitual. En algunos individuos estas cifras bajas son permanentes y a menudo asintomáticas y no perturban su estado general ni la duración de su vida: es lo que se llama hipotensión constitucional (2) (Tabla 1).

Tabla 1. Clasificación de los individuos según sus niveles de presión arterial.

Categorías	Presión arterial (mm Hg)		
	Sistólica		Diastólica
Óptima	< 120	y	< 80
Normal	< 130	y	< 85
Adulto joven (hombre)	120		80
Adulto joven (mujer)	110		70
Franja superior de la normalidad	130 -139	o	85 - 89
Hipertensión			
Grado 1	140 – 159	o	90 – 99
Grado 2	160 – 179	o	100-109
Grado 3	≥ 180	o	≥ 110

*Tomada de Cingolani Horacio E., Houssay Alberto B. (2000). **Fisiología Humana**. 7ª edición. El Atenea. Argentina, p. 351

La presión arterial puede medirse en el ser humano por métodos directos (catéter intraarterial) o indirectos (por medio de un manguito de goma inflable que rodea el brazo o el muslo). La determinación *directa* (la más fiel) es cruenta y por ello está reservada a la experimentación animal o se utiliza en pacientes graves en los cuales la canulación vascular está indicada por razones diagnósticas y/o terapéuticas. El método *indirecto* es el método más usual en los seres humanos; habitualmente se emplea el método auscultatorio (2).

Método Auscultatorio

Se coloca un estetoscopio sobre la arteria humeral y se mide con un esfigmomanómetro (Fig. 1), el cual consta de un manguito o cojín acoplado y un tubo de caucho que a su vez se une a una perilla compresible que se usa para insuflar el manguito. Otro tubo lo conecta con un tubo de Hg o un indicador de presión marcado en mm de Hg, que se utiliza para medir la presión. El manguito se coloca alrededor del brazo, sobre la arteria humeral, y se insufla hasta que la presión sea mayor que la de la arteria. En dicho punto, la pared de la arteria humeral está comprimida y no circula sangre por dicho vaso. Dos signos confirman la oclusión de la arteria humeral:

- 1) no se escuchan ruidos al colocar un estetoscopio sobre la arteria, bajo el manguito, y
- 2) es impalpable el pulso al colocar los dedos sobre la arteria radial, en la muñeca (3).

En seguida, se desinsufla gradualmente el manguito hasta que su presión sea menor que la máxima de la arteria humeral. En dicho momento, el vaso deja de estar ocluido, un chorro de sangre fluye repentinamente por él y puede escucharse, con el estetoscopio, la turbulencia que produce. Cuando se oye el primer ruido, el valor en la columna de Hg o el indicador de presión corresponde a la **presión sanguínea sistólica**, que es la presión máxima de la sangre, resultante de la contracción ventricular (5).

Al reducir todavía más la presión en el manguito, el ruido se atenúa repentinamente con el descenso significativo de la turbulencia sanguínea. En este momento el valor medido es la **presión sanguínea diastólica** o presión sanguínea mínima en las arteriolas durante la relajación ventricular. La presión sistólica refleja la contractilidad ventricular izquierda, mientras que la diastólica indica el estado de resistencia vascular periférica. El ruido desaparece por completo cuando la presión es menor que la diastólica. Se llaman **ruidos de Korotkoff** los que se escuchan con la medición de la presión sanguínea. Todavía se debate la causa exacta de los ruidos de Korotkoff, pero se cree que se deben al chorro de sangre que pasa a través del vaso parcialmente ocluido (5).

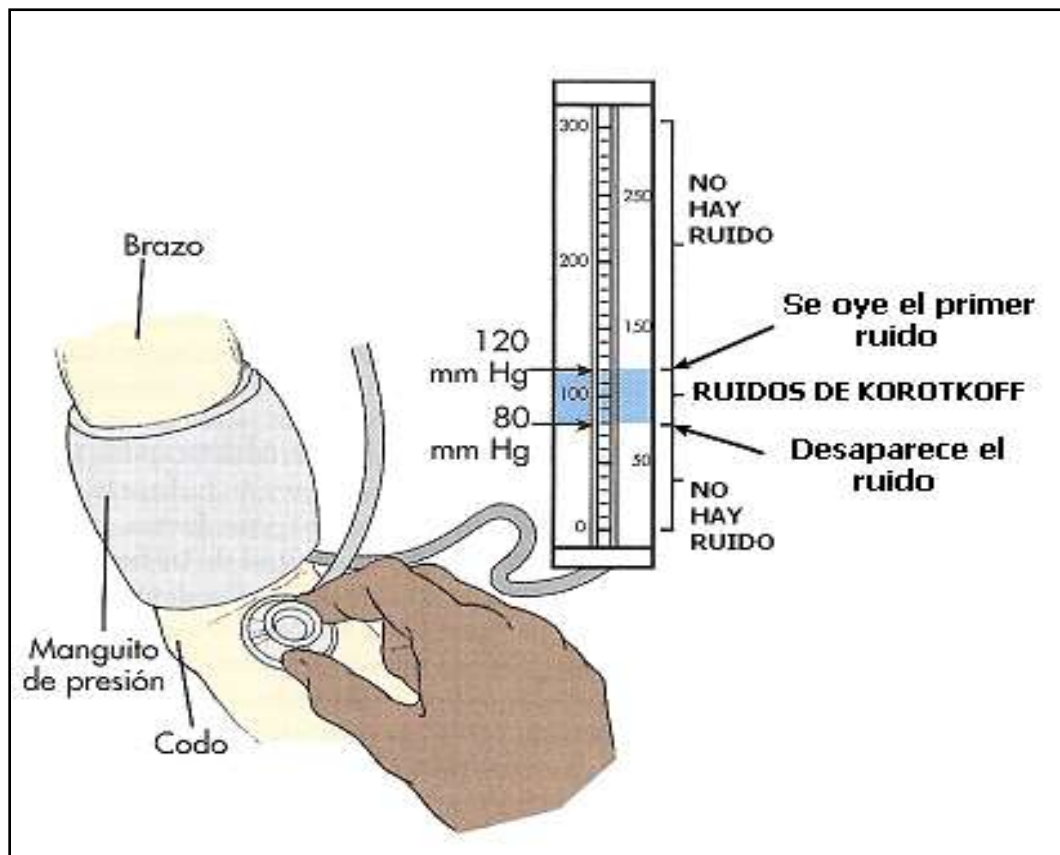


Figura 1. Representación esquemática del esfigmomanómetro.

Método Palpatorio (RIVA-ROCCI)

En este método se palpa la arteria radial en la canaladura del pulso con dos dedos por lo menos. Mientras tanto se insufla el brazalete a una presión de 160 mm de Hg a la que hace desaparecer el pulso radial; luego comienza a reducirse la presión en el brazalete (2 a 3 mm de Hg por pulsación) y se toma nota de la presión a la cual desaparece el pulso. Este valor se considera como presión sistólica. Se realiza por lo menos dos veces, y se obtiene el valor promedio. Con este método no es posible determinar la presión diastólica (2).

Tomando como sistólica la presión que marca el manómetro en el momento en que aparece el primer ruido, la lectura resulta unos 3 a 4 mm de Hg más baja que la real, con una dispersión de más o menos 8 mm de Hg. Si se toma como presión diastólica aquella en que los ruidos disminuyen bruscamente de intensidad, el valor resulta unos mm Hg mayor. Por esta razón, se recomienda utilizar el criterio de desaparición de los ruidos para la presión diastólica (2).

En algunos pacientes, los ruidos desaparecen en un considerable rango (hendidura auscultatoria) entre las presiones sistólica y diastólica. La causa no se conoce. Sin embargo si la presión del manguito (brazalete) se eleva inicialmente solo dentro del rango de la hendidura auscultatoria, podría tomarse como sistólica la presión leída en el extremo inferior de este periodo de silencio cuando de hecho la presión sistólica es excesivamente alta. Este error puede evitarse tomando la presión leída en el extremo inferior de este periodo de silencio, cuando de hecho la presión sistólica es excesivamente alta (2).

El pulso puede tomarse en cualquier punto en el que una arteria esté próxima a la superficie o sobre un hueso o una base firme. A continuación, se indican algunos sitios concretos en los que resulta más sencillo localizar el punto de pulso (Fig. 2) (4).

- **Arteria radial**, en la muñeca.
- **Arteria temporal**, por delante de la oreja o por encima y por fuera del ojo.
- **Arteria carótida primitiva**, en el borde anterior del músculo esternocleidomastoideo, a la altura del borde inferior del cartílago tiroides.
- **Arteria facial**, en el borde inferior del maxilar inferior, sobre una línea entre la comisura de la boca y el surco del maxilar inferior, aproximadamente en el tercio anterior de esta distancia.
- **Arteria humeral**, en el pliegue del codo, junto al borde interno del músculo bíceps.
- **Arteria poplítea**, detrás de la rodilla.
- **Arteria tibial posterior**, detrás del maléolo interno (tobillo interno).
- **Arteria dorsal del pie**, en el dorso (cara superior) del pie (4).

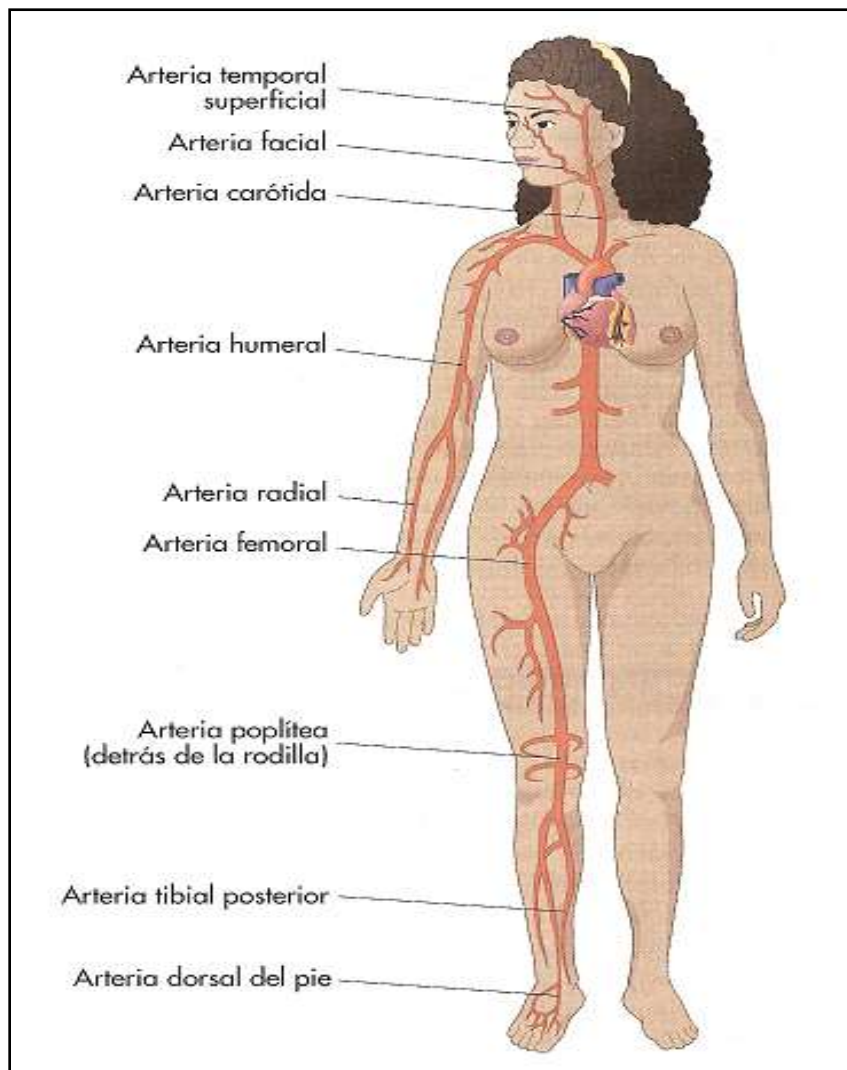


Figura 2. Puntos de pulso. Cada punto del pulso se denomina según la arteria con la que está relacionado.

FUNDAMENTO

La principal causa de la presión arterial es el volumen de sangre en las arterias. Este volumen de sangre es directamente proporcional a la presión arterial. Ello significa que un aumento de volumen de sangre arterial tiende a aumentar la presión y que un menor volumen reducirá la misma (4).

La presión arterial no presenta un valor constante, sino pulsátil, oscilando entre un valor máximo, la presión sistólica, y otro mínimo, la presión diastólica, en relación con la expulsión intermitente de sangre desde el ventrículo. El valor de la presión arterial máxima coincide con el de la máxima presión ventricular durante la sístole (120 mm Hg), mientras que la presión diastólica se mantiene elevada (unos 80 mm Hg) y muy superior a la prácticamente nula presión ventricular durante ese periodo (1).

La presión arterial se mide con ayuda de un aparato denominado esfigmomanómetro, que permite medir el valor de la presión de aire igual al de la presión de la sangre en una arteria. La

medida se realiza determinando cuantos milímetros (mm) eleva la presión del aire una columna de mercurio (Hg) en un tubo de vidrio (4).

MATERIAL Y EQUIPO

Estetoscopio biauricular
Esfigmomanómetro
Medidor de presión de muñeca automático

MATERIAL BIOLÓGICO

Alumnos voluntarios con poca actividad, que realicen 10 respiraciones profundas antes de la medición, o bien, 5min de ejercicio vigoroso antes de la medición.

PROCEDIMIENTO

1. El sujeto deberá estar acostado o cómodamente sentado. Si está sentado, apoyará su brazo sobre una mesa (Fig. 3). En caso necesario, esperar a que se recupere de cualquier ejercicio o intranquilidad reciente.

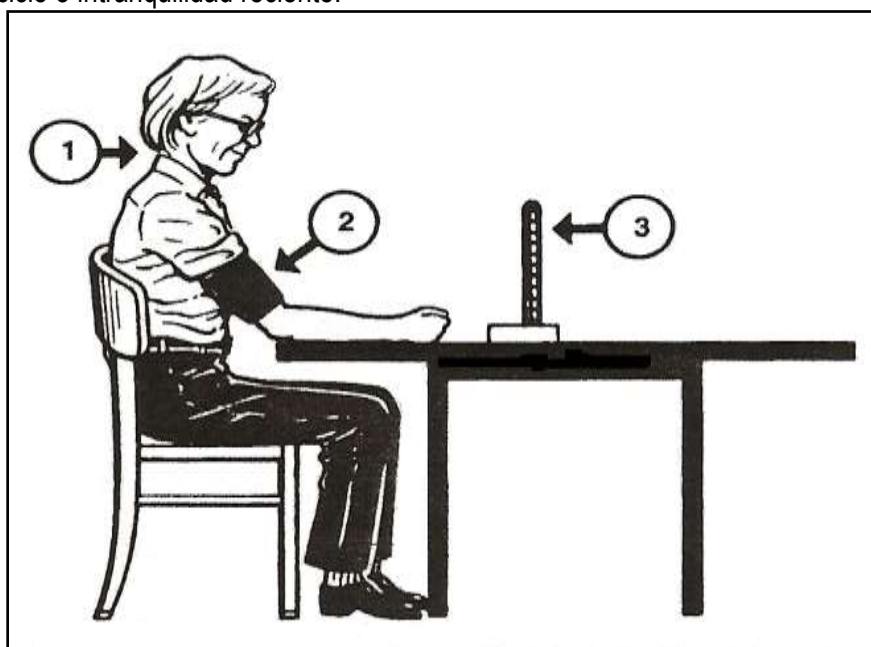


Figura 3. Técnica para medir la presión. 1- El sujeto debe estar relajado y sentado en una silla con respaldo frente a una mesa con altura conveniente. 2- El manguito debe coincidir con la altura del corazón y quedar armónicamente ajustado cubriendo las dos terceras partes del brazo, el brazo debe reposar horizontal para evitar el efecto de la presión hidrostática. 3- Manómetro de mercurio.

2. Colocar el brazalete alrededor del sujeto, aproximadamente a 3 cm del pliegue de flexión del codo y conéctelo al manómetro (mercurial o aneroide).
3. La columna de mercurio deberá estar situada verticalmente y el menisco se leerá a la altura de los ojos del observador.
4. Con una perilla se insufla hasta la presión deseada, medir en un manómetro conectado al mismo brazalete. Una válvula permite dando salida gradual al aire, disminuyendo la presión a voluntad.

En cuanto a exactitud, son más seguros los manómetros de columna de mercurio, los aneroides deben ser frecuentemente calibrados. Todos y cada uno de los alumnos deberán practicar varias veces los métodos antes mencionados, hasta tener la seguridad de haberlos comprendido perfectamente.

RESULTADOS

Elaborar esquemas que incluyan la toma de la tensión arterial por el método auscultatorio y palpatorio). Colocar los resultados de las mediciones en la siguiente tabla:

Método Condición	Tensión método auscultatorio	Tensión método palpatorio
Normal		
Reposo		
Ejercicio		

CONCLUSIÓN

El hallazgo obtenido en la práctica / Se cumplió o no el objetivo propuesto.

CUESTIONARIO

1. Define volumen sistólico y volumen diastólico.
2. ¿Qué es más importante para valorar el estado de salud, la presión sistólica o la presión diastólica?
3. ¿Qué relación existe entre el gasto cardíaco, frecuencia cardíaca y volumen sistólico?
4. ¿Cómo se regula la frecuencia cardíaca?
5. ¿Qué es la insuficiencia cardíaca?
6. ¿Qué entiendes por presión sistólica y presión diastólica?
7. ¿Por qué para detener una hemorragia arterial por compresión, la presión se debe aplicar en el punto de pulso que se encuentra entre la parte sangrante y el corazón?

REFERENCIAS

1. Barber Cárcamo Ana, Ponz Piedrafita Francisco. (1998). **Principios de Fisiología Animal**. 1ª edición. Síntesis. España. Pág. 98
2. Cingolani Horacio E., Houssay Alberto B. (2000). **Fisiología Humana**. 7ª edición. El Atenea. Argentina. Pág. 351
3. Guyton Arthur C., Hall John E. (2002). **Tratado de Fisiología Médica**. 10ª edición. McGraw Hill - Interamericana. México. Pág. 189
4. Thibodeau Gary A., Patton Kevin T. (2000). **Anatomía Y Fisiología**. 4ª edición. Harcourt. España. Págs. 601, 613
5. Tórtora Grabowski. (2002). **Principios De Anatomía y Fisiología**. 9ª edición. Oxford. México. Págs. 666, 697

PRÁCTICA 12

CONTRACCIÓN DEL MÚSCULO CARDIACO (AUTOMATISMO CARDIACO)

DURACIÓN 1.5 h

OBJETIVO

Comprobar que el automatismo cardíaco es mayor conforme disminuye la escala zoológica.

GENERALIDADES

El músculo tiene la propiedad llamada automatismo, o sea la propiedad de autoexcitarse periódicamente. Además, si se estimula cualquiera de sus partes, se extiende sobre la totalidad del corazón una onda de contracción. La generación de impulsos de excitación se realiza en células especializadas del sistema excito-conductor del corazón, llamadas **células marcapaso** (1).

Desde el punto de vista electrofisiológico el automatismo se basa en la existencia de la **despolarización gradual** de las células marcapaso, lo que hace que el potencial de membrana de estas células alcance el nivel umbral de manera espontánea, sin intervención externa (1).

El corazón tiene la propiedad de generar su propio estímulo (porque es capaz de latir aún desconectado del SNA o incluso fuera del organismo (2)).

El automatismo es una propiedad de las células marcapaso que se expresa por una fase 4 inestable de despolarización progresiva llamada despolarización diastólica espontánea (DDE). Entre las células con automatismo se incluyen las de los nodos SA y AV, células del haz de his y fibras de Purkinje. El automatismo es entonces la capacidad del corazón de iniciar por sí sólo la actividad eléctrica que activará la contracción. La DDE responde a la apertura de canales iónicos gatillados por la hiperpolarización (2).

Las corrientes principales que influyen la DDE son catiónicas de ingreso (Na^+ y Ca^{2+}), que es probable que estén inducidas por la repolarización y una corriente de K^+ de egreso que se opone a las anteriores (2).

El SNA influye en el automatismo debido a que sus neurotransmisores afectan estas corrientes. Si uno extrae el corazón del cuerpo y mantiene su perfusión, éste latirá a la frecuencia de descarga del SNA que es de unos 100 latidos por minuto. Sin embargo, en los niños la frecuencia de reposo es mucho mayor que ésta (unos 140) y en los adultos menor (unos 70). Esto se explica por las influencias nerviosas y endocrinas que aceleran o desaceleran la frecuencia cardíaca en función de las necesidades de oxígeno en los tejidos (2).

Los fenómenos eléctricos que inician la contracción muscular se producen en la membrana sarcoplasmática, pero las proteínas que constituyen la maquinaria contráctil se encuentran en el interior de la célula. El elemento que acepta estos dos fenómenos es el calcio (2).

FUNDAMENTO

El automatismo es una propiedad intrínseca del corazón, que es modulada por factores extrínsecos como la inervación vegetativa, hormonas, iones y temperatura. Como prueba el corazón aislado y perfundido con soluciones salinas adecuadas sigue contrayéndose de manera rítmica, a una frecuencia cercana a la del corazón *in situ* (1).

Los latidos continuos del corazón se deben a su actividad eléctrica inherente y rítmica. La fuente de tal estimulación es una red de fibras miocárdicas especializadas, llamadas **células autorítmicas** porque son autoexcitables (Las células cardíacas tienen automatismo, que consiste en la capacidad de generar potencial de acción de manera espontánea). Estas células generan

repetidamente potenciales de acción espontáneos, que producen las contracciones del corazón. Ello explica porque un corazón extraído del cuerpo continúa latiendo pese al corte de todos los nervios que se distribuyen en él. Los impulsos del sistema nervioso autónomo, simpático y parasimpático y las hormonas transportadas en la sangre como adrenalina, acetilcolina y atropina, modifican la frecuencia del latido cardiaco, sin que se establezca su ritmo fundamental (3).

MATERIAL Y EQUIPO

Instrumentos para disección
(estuche de disección)
Toallas de papel
Algodón
Hilo delgado
Caja petri
Termómetro
Pipeta Pasteur plástica
Recipiente para residuos químicos
o biológicos

MATERIAL BIOLÓGICO

Rata Wistar adulta
(*Rattus norvegicus*)

REACTIVOS

Solución Ringer a
temperatura ambiente
Solución Ringer a 37°C
Solución salina fisiológica a
temperatura ambiente
Solución salina fisiológica a
37°C.

Nota: se recomienda que el material antes mencionado se traiga por cada equipo o mesa de trabajo.

PROCEDIMIENTO

Nota: Seguir la indicación señalada para la disección de la práctica número 2.

Automatismo en corazón aislado.

- 1) Seguir la indicación señalada para la disección de la Práctica No.2. Usar guantes durante toda la manipulación de los tejidos.
- 2) Si el corazón late vigorosamente extirpar del animal (seno venoso, aurículas y ventrículos) y colocarlo en alguna de las siguientes condiciones experimentales:
 - a) Solución Ringer a temperatura ambiente
 - b) Solución Ringer a 37°C
 - c) Solución salina fisiológica a temperatura ambiente
 - d) Solución salina fisiológica a 37°C.
 - e) Sin soluciones, sólo masaje cardiaco con ayuda de guantes.
- 2) De no latir demasiado, humedecer con ayuda de una pipeta el órgano con alguna de las soluciones anteriores a lo largo del tiempo, hasta que cesen los latidos.
- 3) Observar la persistencia de los latidos por el órgano completo. Anotar el tiempo en minutos en las diferentes condiciones experimentales.
- 4) Cuando cese el latido, sacar el corazón de la solución y separar el seno venoso, ambas aurículas y el ventrículo, y volver a ponerlos en la solución. Notar que, luego de un tiempo todos los trozos laten a frecuencias diferentes probando el origen miogénico del latido cardiaco.
- 5) Si el ventrículo no late se deberá estimular ocasionalmente con un objeto agudo. Observar su capacidad de contracción (en la Fig. 1 se muestran las partes del corazón de una rata).

Al finalizar la disección, la rata deberá ser colocado en una bolsa de residuos biológico-infecciosos de color amarillo y se depositará en el área correspondiente, al igual que los restos de reactivos sobrantes de la práctica, que irán al recipiente que indique el facilitador.

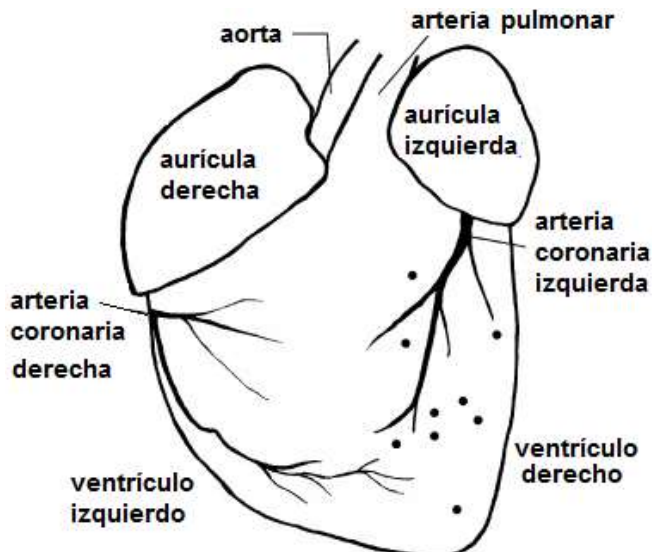


Figura 1. Corazón de la rata (4).

OBSERVACIONES

Realizar esquemas de lo observado y anotar en una tabla los latidos/min en cada solución.

CONCLUSION

El hallazgo obtenido en la práctica / Se cumplió o no el objetivo propuesto.

CUESTIONARIO

1. Describa la localización del corazón.
2. ¿Qué es el gasto cardíaco?
3. Mencione factores de riesgo en las cardiopatías.
4. Explique la forma en la que cada uno de los siguientes factores afectan la frecuencia cardíaca: sustancias químicas, temperaturas, emociones, sexo y edad.
5. ¿Cómo se genera el potencial de acción de en las células cardíacas?
6. ¿Cómo influye el SNA en el automatismo cardíaco?

REFERENCIAS

1. Drucker Colin Rene (2003). **Fisiología Médica**. El Manual Moderno. México. Págs. 55, 93.
2. Dvorkyn Mario A., Cardinalli Daniel P. (2003). **Bases fisiológicas de la práctica Médica**. 13ª edición. Médica Panamericana. México. Págs. 200-206.
3. Tórtora Grabowski. (2002). **Principios de Anatomía y Fisiología**. 9ª edición. Oxford. México. Pág. 655
4. Waynforth HB, Flecknell PA. (1992). **Experimental and surgical technique in the rat**. 2a. Ed. Academic Press. Gran Bretaña.

PRÁCTICA 13 PERFUSIÓN CARDIACA

DURACIÓN 1.5h

OBJETIVO

Aprender la técnica de perfusión a través del estudio del sistema circulatorio mayor y menor.

FUNDAMENTO

Todos los tejidos, cuando se extraen del organismo o este muere, sufren dos tipos de procesos de degradación: autólisis (acción de enzimas intracelulares, es decir, autodigestión) y, putrefacción (acción bacteriana). Por otro lado, el procesamiento histológico posterior del tejido para poner de manifiesto y observar determinadas estructuras supone una metodología que puede degradar las estructuras tisulares. Fijar un tejido es preservar sus características morfológicas y moleculares lo más parecidas posibles a las que poseía en estado vivo.

Un fijador excelente:

- Previene los procesos de autólisis.
- Previene la contaminación del tejido por bacterias o por hongos.
- Los tejidos fijados no cambian significativamente de forma y/o volumen.
- Los tejidos fijados permiten una correcta y clara tinción de los mismos.
- Los tejidos fijados deben en lo posible mantener las mismas características de los tejidos vivos, por lo tanto, los fijadores mantiene la estructura celular con la menor variación posible.

Existen diferentes formas de fijar los tejidos, dependiendo del tipo de fijador, de la estructura a fijar y lo que queramos observar. Los métodos de fijación se pueden clasificar en dos tipos: físicos y químicos.

Los fijadores físicos están basados en una congelación muy rápida del tejido, aplicando calor o microondas. Se utilizan cuando los fijadores químicos alteran la estructura que queremos observar o cuando necesitamos una fijación muy rápida. La congelación rápida es un buen método de preservación de las características moleculares y es conveniente que sea rápida puesto que se impide la formación de cristales que destrozarían el tejido. Algunas variantes de este tipo de fijación son la criodesecación o liofilización.

Los métodos químicos utilizan soluciones acuosas compuestas por moléculas fijadoras que establecen puentes entre las moléculas celulares manteniéndolas en sus lugares originales e impidiendo su degradación.

Hay dos métodos para los fijadores líquidos: inmersión y perfusión. En cualquier caso, el fijador debe entrar en contacto con el tejido lo más rápidamente posible.

Inmersión por perfusión: Por este método, las partes del tejido se sumergen en la solución fijadora.

Fijación por perfusión: Se consigue que la solución fijadora llegue a todas las células del órgano a través del sistema sanguíneo. Mediante una bomba, se consigue que la solución se introduzca a la arteria que irriga el órgano. Antes de introducir la solución hay que eliminar toda la sangre con una solución de lavado oxigenada, sino se producirán trombos que atrofiarían las vías sanguíneas.

MATERIAL BIOLÓGICO

2 ratas Wistar adultas

REACTIVOS

1 litro de Solución fisiológica al 0.9%

650 ml de Buffer fosfatos pH 7.4

65 ml de Formaldehido del 10-37%

Pentobarbital sódico

MATERIAL

2 recipientes de suero, uno con fijador, y el otro con solución fisiológica

2 equipos de infusión con su soporte (jeringas de 50 ml)

Equipo de disección

Cánula para perfusión

Soporte de madera e hilo pabilo para la inmovilización

Papel absorbente

Guantes

Rejilla

2 vasos de precipitado de 1 litro

Balanza granataria

Recipientes para residuos químicos y biológicos

PROCEDIMIENTO

1. Anestesiarse del espécimen con pentobarbital por vía intraperitoneal. También puede ser utilizado éter o cloroformo por inhalación en campana de vidrio.

2. Fijar el espécimen a un soporte que sostenga todas sus extremidades.

3. Hacer incisión medial de la piel para exponer la caja torácica.

4. Realizar dos incisiones a la parrilla costal en las líneas axilares anteriores y levantar la parrilla costal.

5. Exponer el corazón y localizar el ventrículo izquierdo (Fig. 1).

6. Hacer una pequeña incisión con el bisturí en dicho ventrículo e introducir la cánula hasta llegar a la arteria aorta ascendente. Ligar la cánula a la aorta en forma cuidadosa

7. Comenzar a pasar la solución fisiológica (isotérmica al espécimen) a través de la cánula para extraer por completo la sangre del animal, esto con la finalidad de evitar vasoconstricción.

8. Simultáneo a este paso, se debe hacer una pequeña incisión en el ventrículo derecho del animal, para que drene el líquido que está siendo introducido.

9. Cuando se observe que la solución fisiológica ya está drenando por el ventrículo derecho, es el momento de iniciar la perfusión con el líquido fijador, en este caso, formol tamponado al 10% durante 30-40 minutos aproximadamente (Fig. 2).

9. En el momento en que el fijador penetra en el torrente circulatorio, se observa que el animal comienza a presentar fibrilaciones musculares, lo que indica que el fijador está pasando en forma adecuada.

10. Luego de agotado el tiempo, se desmonta el espécimen y se aprecia que tiene la apariencia de piel tipo suela, lo que indica una fijación satisfactoria en principio.

Es importante tomar en cuenta que el ventrículo izquierdo es posterior, por lo que la incisión y la canulación deben ser cuidadosamente realizadas, para el éxito de la técnica (ver Fig. 1).



Figura. 1. Exposición del corazón de una rata.



Figura. 2. Fijación por perfusión cardiaca.

RESULTADOS

Realizar esquemas de lo observado y anotar en una tabla con cruces (0, +, ++, +++) el nivel de perfusión alcanzado con dicho procedimiento para los principales tejidos observados en la Práctica 2.

CONCLUSION

El hallazgo obtenido en la práctica / Se cumplió o no el objetivo propuesto.

CUESTIONARIO

1. ¿Cómo está formado el sistema circulatorio?
2. ¿Qué capas forman el corazón y que funciones cumplen?
3. ¿Cuáles son las cavidades del corazón y qué función cumplen?
4. ¿Cuál es la diferencia entre venas y arterias?
5. ¿Cómo está constituida la sangre?
6. ¿En qué consiste la circulación mayor y menor?
7. ¿Que son los ruidos cardiacos?
8. ¿Qué es el automatismo cardiaco?
9. ¿Por qué el sistema linfático se relaciona con el circulatorio?
10. ¿Qué es la presión arterial diastólica y sistólica y como se mide?

REFERENCIAS

1. Atlas de Histología Vegetal y Animal. Departamento de Biología Funcional y Ciencias de la Salud. Facultad de biología. Universidad de Vigo, España. Métodos de fijación. Técnicas histológicas: Métodos de Fijación. 27 de Abril del 2009. Disponible en: <http://webs.uvigo.es/mmegias/6-tecnicas/2-metodos-fijacion.php>

PRÁCTICA 14 PUNCIÓN VENOSA Y MANEJO DE MUESTRAS SANGUÍNEAS

DURACIÓN 1.5h

OBJETIVO

Aprender y practicar la extracción de sangre como parte fundamental en el desempeño dentro de los análisis clínicos.

GENERALIDADES

La sangre consta de **elementos formes** suspendidos y transportados por un líquido denominado **plasma**. Los elementos formes –glóbulos rojos, glóbulos blancos y plaquetas- actúan, respectivamente, en el transporte de oxígeno, la defensa inmunitaria y la coagulación sanguínea. El plasma contiene diferentes tipos de proteína y muchas moléculas hidrosolubles (Fig. 1) (2).

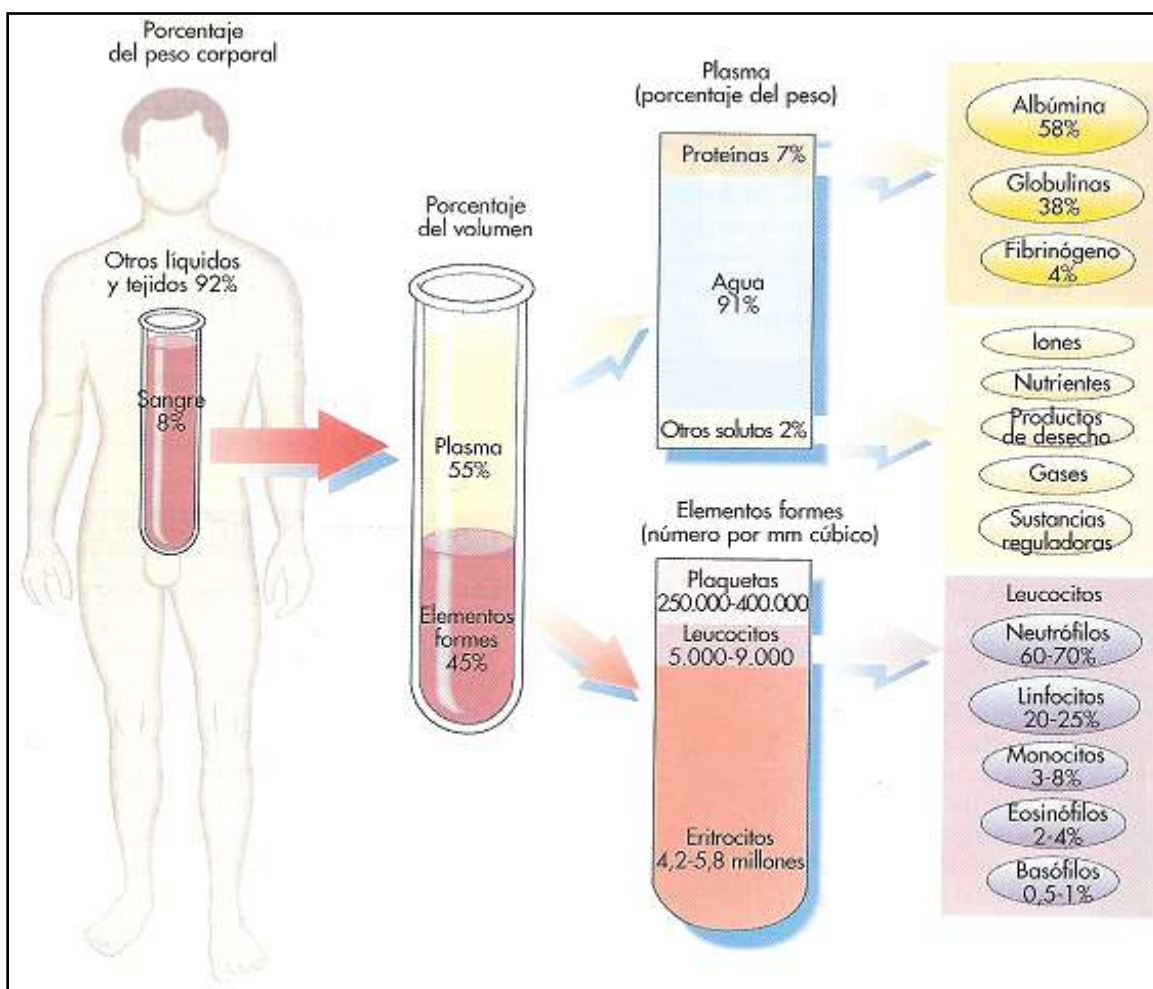


Figura 1. Composición completa de la sangre. Valores aproximados de los componentes de la sangre en un adulto normal.

Características físicas de la sangre.

La sangre es más densa y viscosa que el agua, a lo cual se debe en parte, que fluya con mayor lentitud que ésta. La temperatura de la primera es de unos 38°C, un poco mayor que la corporal normal, y su pH es levemente alcalino, que varía de 7.35 a 7.45, le corresponde cerca del 8% corporal (4).

El volumen sanguíneo total de un adulto de tamaño medio es aproximadamente de 5 litros, y constituye en torno al 8% el peso corporal total. La sangre que abandona el corazón se denomina **sangre arterial**. La sangre arterial, con excepción de la que se dirige a los pulmones, tiene un color rojo brillante debido a la concentración elevada de oxihemoglobina (la combinación de oxígeno y hemoglobina) existente en los glóbulos rojos. La **sangre venosa** es la sangre que regresa al corazón. A excepción de la sangre venosa que regresa a los pulmones, contiene menos oxígeno, y por lo tanto tiene un color rojo más oscuro que la sangre arterial rica en oxígeno (2).

Las venas y sus funciones.

Durante años, se ha considerado a las venas meros conductos para el flujo de sangre hacia el corazón, pero cada vez somos más conscientes de que realizan muchas funciones especiales necesarias para el funcionamiento de la circulación. Es especialmente importante que sean capaces de contraerse y aumentar de tamaño, y por tanto, de almacenar cantidades pequeñas o grandes de sangre y disponer de esta sangre cuando sea necesaria en el resto de la circulación (1). Actúan como conductos de transporte de la sangre desde los tejidos hasta el corazón, pero de forma igualmente importante sirven como reservorio fundamental de la sangre. Debido a que la presión de la sangre en el sistema venoso es muy baja, las paredes venosas son delgadas. Incluso así, tienen el músculo suficiente como para contraerse o dilatarse y, por lo tanto, actuar como un reservorio controlable de sangre adicional, en pequeña o en gran cantidad dependiendo de las necesidades de la circulación (3).

Venas de la circulación general.

Las arterias distribuyen sangre en las diversas partes corporales, mientras que las venas drenan. En general, las primeras tienen trayecto profundo, mientras que las segundas pueden ser superficiales o profundas. Las venas superficiales se localizan directamente bajo la piel y es fácil observarlas; además, las venas superficiales revisten importancia clínica como sitios de extracción de muestras de sangre o de inyecciones. Las profundas suelen acompañar la arteria correspondiente y tener el mismo nombre que ésta. El trayecto arterial tiende a estar bien definido, mientras que el de las venas es más difícil de seguir, ya que se conectan en redes irregulares, en que muchas tributarias se unen para formar una vena de gran calibre. Mientras que una sola arteria, la aorta, recibe sangre oxigenada del corazón, tres venas de la circulación general a saber, el **seno coronario** y las **venas cava superior e inferior**, llevan sangre desoxigenada al corazón.

Senos coronarios. Es la vena principal del corazón y recibe casi toda la sangre venosa del miocardio. Se localiza en el surco coronario y desemboca en la aurícula derecha, entre el orificio para la vena cava inferior y la válvula tricúspide. Es un conducto venoso ancho, al cual llegan tres venas: la **coronaria mayor** (surco interventricular anterior) en su extremo izquierdo, la **interventricular posterior** (surco interventricular posterior) y la **coronaria menor** en el derecho. Varias **venas anteriores del corazón** se vacían directamente en la aurícula derecha (4).

Vena cava superior. La vena cava superior de unos 7.5 cm de longitud y 2 cm de calibre, vierte su sangre en la parte superior de la aurícula derecha. Comienza en plano posterior al primer cartílago costal, con la unión de los troncos venosos braquiocefálicos derecho e izquierdo, y termina a la altura del tercer cartílago costal derecho, donde desemboca en la aurícula derecha. Drena sangre de la cabeza, del cuello, del tórax y las extremidades superiores (4).

Vena cava inferior. La vena cava inferior es la de mayor calibre en el cuerpo humano, con unos 3.5cm de diámetro. Se forma en plano anterior a la vértebra L5 con la unión de las venas ilíacas primitivas, asciende en plano retroperitoneal a la derecha de la línea media, perfora el tendón costal del diafragma en el nivel de la vértebra T8 y desemboca en la parte interior de la aurícula derecha. Le llega sangre del abdomen, de la pelvis y extremidades inferiores. Es habitual que el útero en crecimiento la comprima en etapas avanzadas del embarazo, lo cual produce edema de los tobillos y pies, además de venas varicosas transitorias (4).

Venas yugulares internas. La sangre fluye de los senos venosos de la duramadre a las yugulares internas como sigue: el **seno longitudinal superior** se inicia en el hueso frontal, donde recibe una vena nasal y se dirige hacia atrás, al occipital. En su trayecto, le llega sangre de las caras superior, interna y externa de los hemisferios cerebrales, las meninges y los huesos del cráneo. Es común que gire hacia la derecha y se vacíe en el seno transversal (lateral) derecho (4).

El **seno longitudinal inferior**, de mucho menor calibre que el superior, comienza en plano posterior a la inserción de la hoz del cerebro y recibe la vena de Galeno, que drena capas profundas del encéfalo, para convertirse en el seno recto. En su trayecto al seno longitudinal inferior también se une a tributarias de las caras superior y medial de los hemisferios cerebrales (4).

El **seno recto**, se forma con la unión del seno longitudinal inferior y la vena de Galeno. Asimismo, recibe sangre del cerebelo y por lo regular se vacía en el seno transversal izquierdo (4).

Los **senos transversos (laterales)** comienzan cerca del occipital, siguen trayecto anteroexterno y se convierten en los senos sigmoideos cerca del temporal. Drenan sangre del cerebro, cerebelo y huesos craneales (4).

Las **venas yugulares internas** tienen trayecto descendente a ambos lados del cuello, en plano lateral a las arterias carótidas primitivas e internas. Luego, se unen con las venas subclavias por detrás de las clavículas y con las articulaciones esternoclaviculares, formando los **troncos venosos braquiocefálicos** derecho e izquierdo. Desde éstos, la sangre fluye a la vena cava superior. El territorio de drenaje general de las yugulares internas comprende el encéfalo (a través de los senos venosos de la duramadre), la cara y el cuello (4).

Venas yugulares externas. Las venas yugulares externas derecha e izquierda se inician en las glándulas parótidas, cerca del ángulo del maxilar inferior. Se trata de vasos superficiales que descienden en el cuello por el músculo esternocleidomastoideo. Desembocan, en un punto sobre el tercio medio de la clavícula, en las subclavias. En general, drenan estructuras extracraneales, como el cuero cabelludo, así como profundas y superficiales de la cara (4).

Venas cefálicas. Las **venas cefálicas** comienzan en la porción radial de los **arcos venosos dorsales**, los cuales son redes de venas en el dorso de la mano que se forman por la unión de las **interóseas dorsales**, que a su vez vierten en las **venas colaterales dorsales** de los dedos, con trayecto en las caras laterales de los dedos. Después de formadas las cefálicas describen un arco en el lado radial del antebrazo hacia la cara anterior y ascienden por toda la extremidad en la cara anteroexterna. Terminan donde se unen con las venas axilares, abajo de las clavículas. Las **venas cefálicas accesorias** nacen en un plexo venoso de la cara dorsal del antebrazo o en la porción medial de los arcos venosos dorsales y se unen a las cefálicas justo en plano inferior al codo. Las cefálicas drenan sangre de la cara externa de las extremidades superiores (4).

Venas basilicas. Las venas basilicas comienzan en la porción interna del arco venoso dorsal y ascienden por la cara posterointerna del antebrazo y la anterointerna del brazo. Reciben sangre de la cara interna de las extremidades. En plano anterior al codo, la basilica se conecta con la cefálica gracias a la **vena mediana basilica**, que drena el antebrazo. La mediana basilica es la vena preferida para inyecciones, transfusión o extracción de muestras de sangre. Después de recibir la mediana basilica, la basilica continúa su ascenso hasta el tercio medio del brazo. En dicho sitio, penetra tejidos profundos y acompaña a la arteria humeral hasta unirse con la vena humeral. Dicha unión en el área axilar, forma la vena del mismo nombre (4).

Venas medianas del antebrazo. Las venas medianas del antebrazo se inician en los **plexos venosos palmares**, los cuales son redes de venas en la palma de la mano en que drenan las **venas digitales palmares**. La mediana del antebrazo asciende por dicha porción de la extremidad y se une con las venas basilica, y a veces con ambas. Drena las palmas de la mano y el antebrazo (4).

Venas humerales. El par de venas humerales acompaña a la arteria del mismo nombre. La humeral drena el antebrazo, la articulación del codo, el brazo y el húmero. En su trayecto ascendente, se une con la basilica y forma la axilar (4).

Venas axilares. Las venas axilares ascienden hasta el borde externo de la primera costilla, donde su nombre cambia a vena subclavia. La axilar recibe tributarias que corresponden a ramas de las arterias axilares. Esta vena drena los vasos, axilas y la pared torácica superoexterna (4).

Venas hepáticas. Las venas hepáticas drenan sangre del hígado (4).

Venas subclavias. Las venas subclavias son continuación de la axilar y terminan en el extremo esternal de la clavícula, donde se unen con las yugulares internas para formar los troncos venosos braquiocefálicos. La subclavia recibe sangre de los brazos, cuello y la pared torácica. Además, el conducto torácico vacía la linfa en la unión de la subclavia izquierda con la yugular interna. El conducto linfático derecho lleva la linfa a la subclavia del mismo lado en la unión correspondiente (4).

Tronco venoso braquiocefálico. Los troncos venosos braquiocefálicos derecho e izquierdo, que se forman con la unión de las venas subclavia y yugular interna, drenan sangre de la cabeza, el cuello, las extremidades superiores, mamas y porción superior del tórax. La unión de los troncos forma la vena cava superior, situada en el lado derecho, de modo que el tronco izquierdo es

más largo que el derecho. Este tiene trayecto anterior y a la derecha del izquierdo, que a su vez está por delante del tronco arterial braquiocefálico, la carótida primitiva izquierda y la arteria subclavia izquierda, tráquea y nervios vago (X) y frénico izquierdos (4).

Sistema venoso ácigos. El sistema ácigos, además de recibir sangre de la pared abdominal y el tórax, puede servir como circulación colateral de la vena cava inferior, que drena sangre de la mitad inferior del cuerpo. Varias venas de pequeño calibre lo conectan directamente con la vena cava inferior. Si ésta o la vena porta hepática están obstruidas, el sistema ácigos puede drenar la sangre de la mitad corporal inferior en la vena cava superior (4).

Venas iliacas primitivas. Las venas iliacas primitivas se forman al unirse las iliacas internas y externas en plano anterior a la articulación sacroiliaca y representan la continuación distal de la cava inferior en su bifurcación. La iliaca primitiva derecha es mucho más corta que la izquierda y también de trayecto más vertical. En general, drenan la pelvis, los órganos genitales externos y las extremidades inferiores (4).

Venas iliacas internas. Las venas iliacas internas principian cerca de la porción superior de la escotadura ciática mayor y tienen el mismo trayecto de las arterias correspondientes. Su territorio general comprende muslos, glúteos, genitales y pelvis (4).

Venas iliacas externas. Las venas iliacas externas acompañan a las arterias homónimas y se inician en el ligamento inguinal como continuación de los femorales. Terminan delante de la articulación sacroiliaca al unirse con las iliacas internas y formar las iliacas primitivas. Las iliacas externas drenan las extremidades inferiores, el músculo cremáster (varones) y la pared abdominal (4).

Venas safenas internas. Las venas safenas internas son las más largas del cuerpo y ascienden desde el pie hasta la ingle en el tejido subcutáneo. Principian en el extremo medial del **arco venoso dorsal del pie**, que es una red de vasos integrada por las **venas digitales dorsales**, las cuales reciben sangre de los dedos y se unen en pares para formar las **interóseas dorsales del pie**, que son paralelas a las metatarsianas. Al acercarse estas últimas al pie, se combinan y constituyen el **arco venoso dorsal**. La safena interna tiene trayecto anterior hacia el maléolo interno y luego superior por la cara medial de la pierna y el muslo, debajo de la piel. Recibe tributarias de tejidos superficiales y se conecta también con venas profundas. Desemboca en la vena femoral. A la altura de la ingle. En general, la safena interna drena la cara interna de la pierna y el muslo, la ingle, los órganos genitales externos y la pared abdominal (4).

Venas safenas externas. Las venas safenas externas comienzan en la porción lateral de los arcos venosos dorsales del pie. Siguen trayecto posterior al maléolo externo y ascienden en plano profundo a la piel por la cara posterior de la pierna. Se vacían en las venas poplíteas, en el hueco posterior del mismo nombre en la rodilla. En toda su longitud, estas venas poseen de 9 a 12 válvulas. Drenan el pie y la cara posterior de la pierna. Suelen comunicarse con las safenas internas en la porción proximal del muslo (4).

Venas tibiales posteriores. El par de **venas tibiales posteriores**, que en ocasiones se fusionan para formar un solo vaso, resultan de la unión de las venas plantares externa e interna, por detrás del maléolo interno. Acompañan la arteria del mismo nombre en la pierna. Ascienden en

plano profundo a los músculos de la cara posterior de la extremidad inferior y drenan el pie y los músculos del compartimiento posterior. En casi dos tercios de su trayecto, reciben sangre de las **venas peroneas**, que captan el flujo de los músculos de las caras externa y posterior de la pierna. Las tibiales anteriores se unen con las tibiales posteriores y forman las venas poplíteas (4).

Venas tibiales anteriores. El par de venas tibiales anteriores nace en el arco venoso dorsal y acompaña a las arterias homónimas. La tibial anterior asciende en la membrana interósea que une a la tibia con el peroné y forma la vena poplíteica al integrarse a la tibial posterior. La tibial anterior drena las articulaciones del tobillo, la rodilla y el peroneotibial, así como la cara anterior de la pierna (4).

Venas poplíteicas. Las venas poplíteicas se forman por la fusión de las tibiales anterior y posterior. Además, reciben sangre de las safenas externas y de las tributarias que corresponden a ramas de la arteria poplíteica. La vena poplíteica drena la articulación de la rodilla y la piel, músculos y huesos de porciones de la pantorrilla y el muslo que circundan la articulación mencionada (4).

Venas femorales. Las venas femorales acompañan a las arterias homónimas y son la continuación de las poplíteicas justo en el plano superior a la rodilla y ascienden por la cara posterior del muslo y drenan los músculos de éste, el fémur. Los genitales externos y los ganglios linfáticos superficiales. Su tributaria de mayor calibre es la **vena femoral profunda**. Justo antes de perforar la pared abdominal, la femoral se fusiona con las profundas y la safena interna. Las venas que se forman con la unión de los tres vasos perforan la pared abdominal y entran en la pelvis, donde reciben el nombre de **venas ilíacas externas**. En la Figura 2 se muestran las principales venas del cuerpo humano (4).

FUNDAMENTO

La sangre está formada por una fracción celular, denominada **elementos formes** (Fig. 3) y una fracción líquida denominada **plasma**. Cuando se centrifuga una muestra de sangre, los elementos formes más pesados se acumulan en el fondo del tubo, dejando el plasma en la parte superior. Los elementos formes constituyen aproximadamente el 45% del total del volumen sanguíneo (una medida denominada hematocrito), y el plasma supone el 55% restante. La mayor parte del volumen sanguíneo total está contenido en el sistema venoso. A diferencia de las arterias, que proporcionan la resistencia al flujo de la sangre procedente del corazón, las venas son capaces de expandirse a medida que acumulan mayores cantidades de sangre (2).

Las muestras sanguíneas para estudios de laboratorio pueden obtenerse en formas diversas. El procedimiento más usado es la venopunción, es decir, su extracción de una vena con una jeringa, la cual puede estar provista de anticoagulante. Un sitio común de venopunción es la vena cubital mediana, por delante del codo (4).

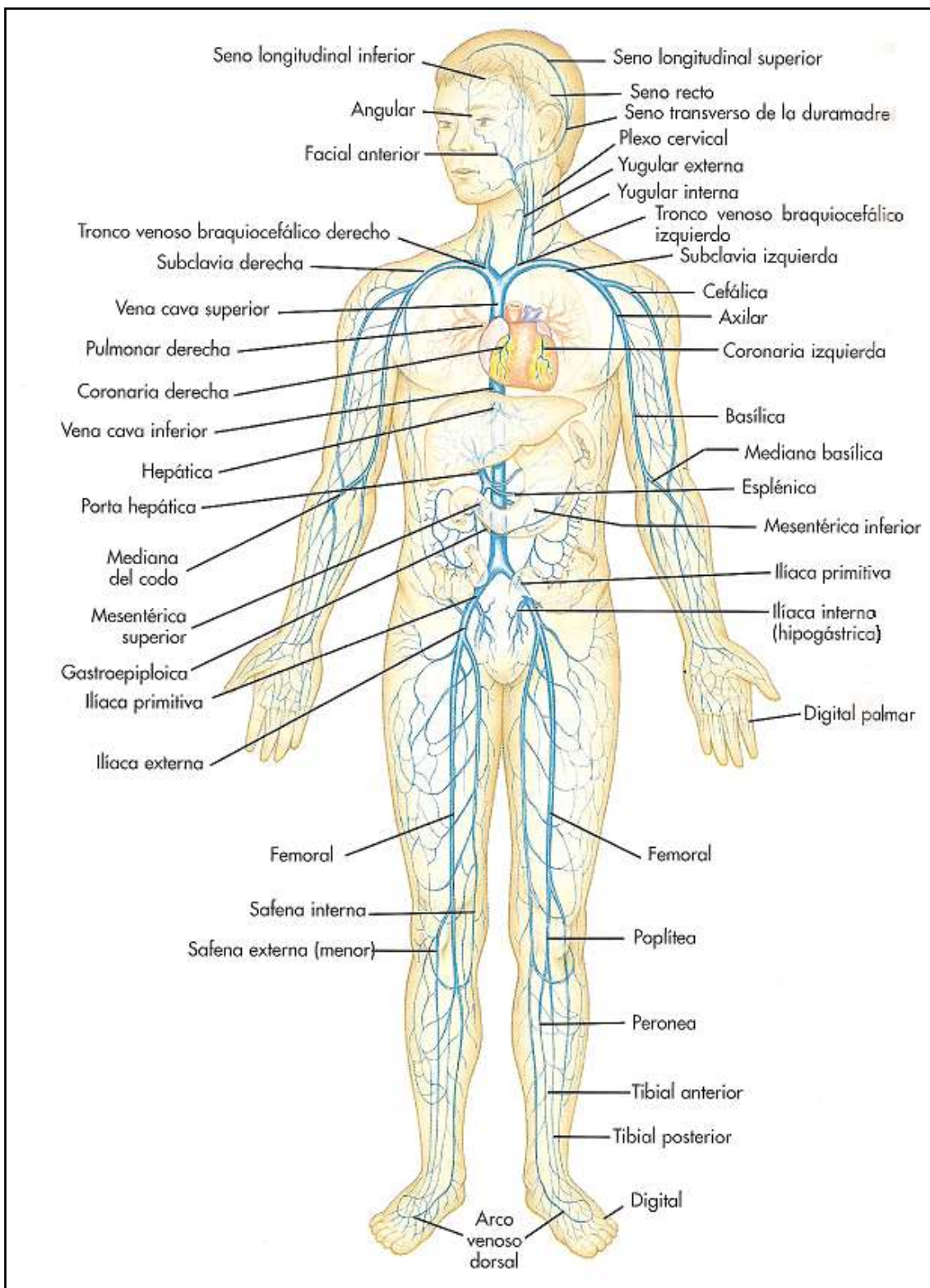


Figura 2. Principales venas del cuerpo.

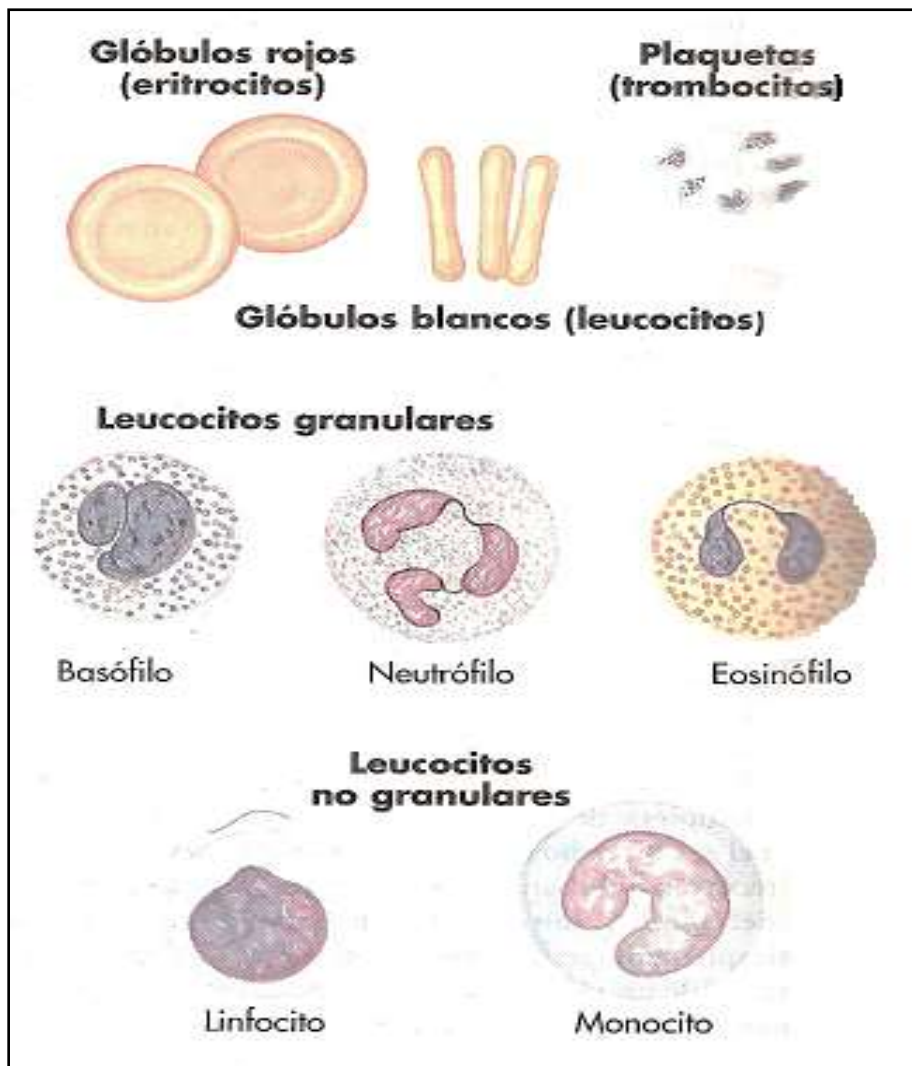


Fig. 3. Elementos formes de la sangre.

MATERIAL Y EQUIPO

Equipo de venopunción.
 Pipeta Pasteur
 Torundas con alcohol
 Tubo vacutainer con EDTA
 Portaobjetos limpios
 Puente de tinción
 Vaso de precipitados
 Sanitas
 Microscopio binocular
 Recipientes para residuos químicos y biológicos

MATERIAL BIOLÓGICO

Alumnos voluntarios

REACTIVOS

Tinción de Wright
 Aceite de inmersión
 Buffer de fosfatos pH 7.4
 Alcohol etílico
 Hipoclorito de sodio

PROCEDIMIENTO

1. Colocar la aguja en el portaagujas.
2. Colocar al paciente en una posición cómoda y adecuada donde pueda presentar el brazo y mantenerlo inmóvil.
3. Colocar al paciente un torniquete de caucho blando; este no debe apretarse demasiado pues cerraría la arteria, además de las venas; debe sujetarse con medio nudo para que pueda quitarse, jalando el extremo libre.
4. Preparar el brazo frotando con torunda.
5. Deslizar la aguja con el bisel hacia arriba.
6. Sujetar la pared posterior del brazo del paciente al nivel del codo y jalar ligeramente la piel a lo largo de la cara lateral de la vena.
7. Colocar la aguja paralela al trayecto de la vena, perforar la piel y avanzar la punta de la aguja en el tejido subcutáneo y luego perforar la pared de la vena. meter el tubo en el portaagujas para romper el vacío y si está en vena el tubo empezará a llenarse.
8. Una vez obtenida la muestra, con el anticoagulante mezclar la sangre homogéneamente. De esta manera la sangre queda lista para realizar los análisis que sean ordenados.
9. Realice frotis y tñia con colorante de Wright durante 3 min.
10. Observe con objetivos de 10 y 40x, reportando el tamaño, la cantidad y tipo de célula observada.
11. Los restos del tejido y las soluciones empleadas se dispondrán de acuerdo a las indicaciones del docente facilitador en las bolsas y recipientes para residuos químicos y biológicos.

RESULTADOS

Realice dibujos de cada uno de los pasos de la venopunción y en una tabla refiera la morfología de las células sanguíneas y el % observado por campo.

CONCLUSIÓN

El hallazgo obtenido en la práctica / Se cumplió o no el objetivo propuesto.

CUESTIONARIO

1. ¿Qué tipos de anticoagulantes son los más empleados en hematología?
2. ¿Cómo actúa cada uno de ellos?
3. ¿Qué venas son más habituales para realizar una toma de muestra sanguínea?
4. ¿A qué se refiere el término "tributarias"?
5. ¿Cuál es la función de las anastomosis venosas?
6. Menciona las diferencias entre plasma y suero.
7. ¿Qué son los elementos formes?
8. Diga el nombre del pigmento rojo que se encuentra en los glóbulos rojos e indique sus valores normales (en gramos/100 ml de sangre) para la mujer y para el hombre.
9. Explique la destrucción de los glóbulos rojos.

REFERENCIAS

1. Guyton Arthur C., Hall John E. (2002). **Tratado de Fisiología Médica**. 10ª edición. McGraw Hill - Interamericana. México. Pág.190

2. Stuart Ira Fox. (2003). **Fisiología Humana**. 7ª edición. McGraw Hill Interamericana. España. Pág. 377
3. Thibodeau Gary A., Patton Kevin T. (2000). **Anatomía y Fisiología**. 4ª edición. Harcourt. España. Págs. 531-533, 572-574.
4. Tórtora Grabowski. (2002). **Principios de Anatomía y Fisiología**. 9ª edición. Oxford. México. Págs. 618, 717-731

PRÁCTICA 15

MODELO DE PULMÓN Y MECÁNICA DE LA RESPIRACIÓN

DURACIÓN 1.5h

OBJETIVOS

Construir un modelo de pulmón el cual será útil para entender la mecánica de ventilación pulmonar.

Determinar los cambios en las dimensiones torácicas y abdominales durante los movimientos respiratorios, así como evaluar el aumento o la disminución de la ventilación pulmonar en la respiración.

GENERALIDADES

Los pulmones son unos órganos de forma cónica que rellenan por completo el espacio pleural contenido en la cavidad torácica. Se extienden desde el diafragma hasta un punto ligeramente por encima de las clavículas, yaciendo entre las costillas, tanto en su cara anterior como posterior. Su cara medial tiene forma cóncava para alojar a las estructuras situadas en el mediastino, como el corazón, siendo por ello la concavidad mayor en el lado izquierdo (4).

Cada pulmón está dividido en lóbulos por las diversas cisuras. El izquierdo está dividido en dos lóbulos (superior e inferior) y el derecho en tres (superior, medio e inferior) (Fig. 1) (4).

Los pulmones realizan dos funciones, la distribución del aire y el intercambio de gases. La distribución la llevan a cabo los conductos del árbol bronquial. El intercambio gaseoso entre el aire y la sangre lo realizan los alvéolos y los capilares sanguíneos que los envuelven (4).

En otras palabras, el pulmón es el órgano central de intercambio de gases entre el organismo y el medio ambiente. Por una parte, el aire inspirado aporta cantidades apropiadas de O₂, mientras que el CO₂ producido por el metabolismo es eliminado con el aire espirado; por la otra, la circulación pulmonar recibe la descarga total del ventrículo derecho que es distribuida por una extensa red de capilares (Fig. 2) (1).

Los pulmones pueden expandirse y contraerse de dos maneras: 1) por el movimiento hacia abajo y hacia arriba del diafragma para alargar y acortar la cavidad torácica, y 2) por elevación y descenso de las costillas para aumentar y disminuir el diámetro anteroposterior de la cavidad torácica (2).

Tórax. La cavidad torácica está dividida en tres partes, cada una de ellas separada en extensiones de la **pleura**. La zona en la que tenemos alojados los pulmones es la cavidad pleural. El espacio que existe entre los pulmones está ocupado por el esófago, la tráquea, los grandes vasos y el corazón, y es lo que se denomina **mediastino** (4).

El tórax desempeña un papel fundamental en la respiración. Debido a la forma elíptica de las costillas y a su ángulo de unión con las vértebras, la cavidad torácica aumenta de tamaño cuando se eleva el tórax y disminuye al bajarlo. Al subir el tórax se elevan las costillas, lo que las hace situarse más horizontalmente, y gracias a su forma elíptica aumenta la cavidad torácica en profundidad (desde la cara anterior hasta la espalda) y en anchura (Fig. 3 y 4). (4).

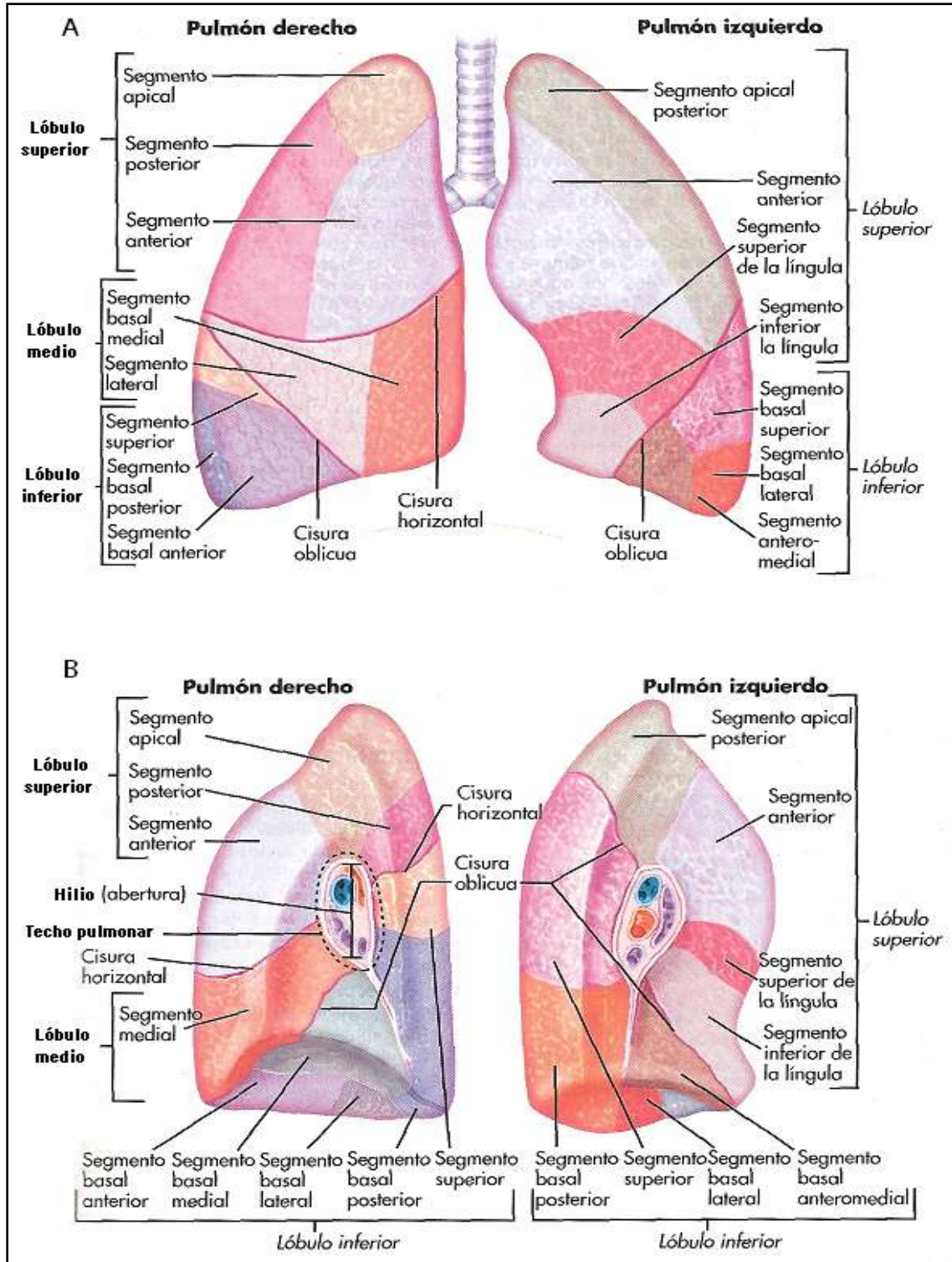


Figura 1. Lóbulos y segmentos pulmonares. A: vista anterior de los pulmones, izquierdo y derecho, de la tráquea y de los bronquios. B: vista medial de los pulmones.

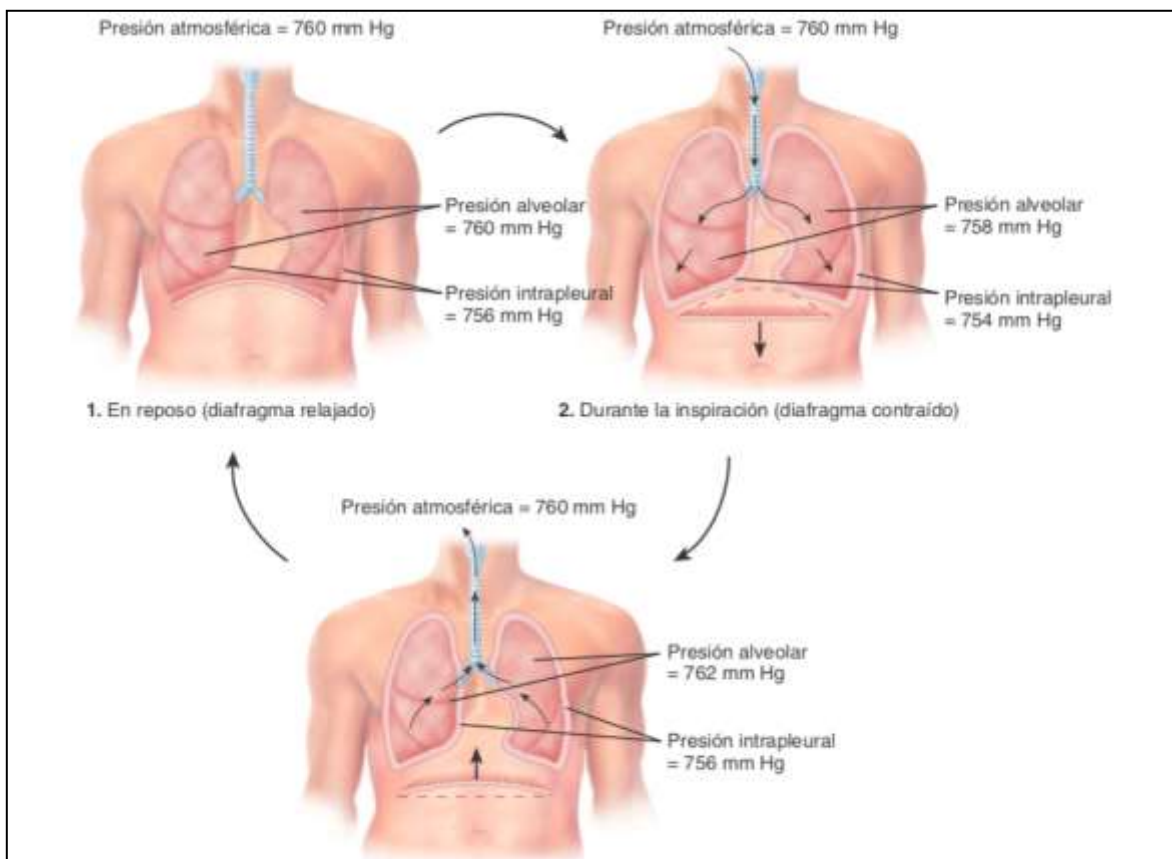


Figura 2. Mecánica de la ventilación pulmonar. Las figuras muestran el modelo clásico, según el cual la caja torácica se representa como un jarro. La hoja de goma de la base representaría el diafragma y el globo del interior representaría los pulmones.

La ventilación pulmonar consta de dos fases: **inspiración** y **espiración**. La inspiración (inhalación) y la espiración (exhalación) se acompañan del aumento y disminución correspondientes de los volúmenes del tórax y de los pulmones (Fig. 3 y 4) (3).

La inspiración tranquila y no forzada se debe principalmente a la contracción del diafragma, que desciende y se aplana cuando se contrae. Esto incrementa el volumen torácico en dirección vertical. La espiración está facilitada por la contracción de los intercostales paraesternales y externos, que eleva las costillas e incrementa el volumen torácico (3).

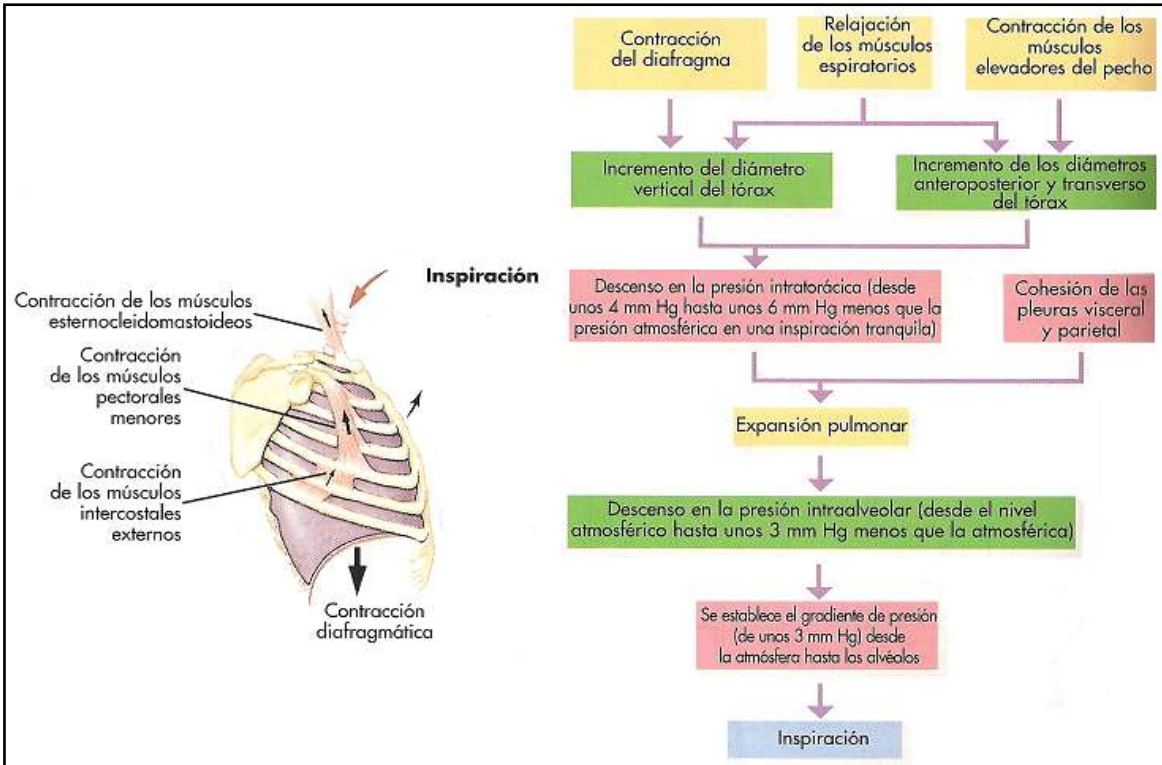


Figura 3. Mecanismo de la inspiración.

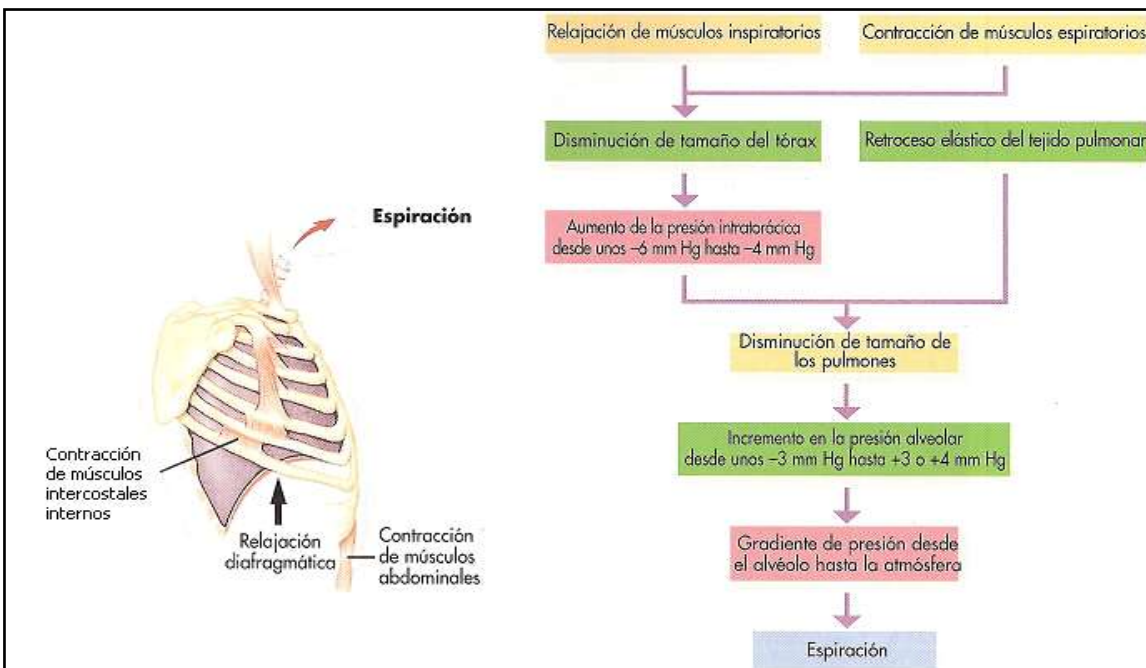


Figura 4. Mecanismo de la espiración

FUNDAMENTO

La ventilación pulmonar, comúnmente llamado **respiración**, es el proceso mediante el que se intercambian gases entre la atmósfera y los alvéolos pulmonares. El flujo de aire entre los

pulmones y la atmósfera se debe a las diferencias de presión alternadas que generan la contracción y relajación de los músculos auxiliares de la respiración (Fig. 5) (5).

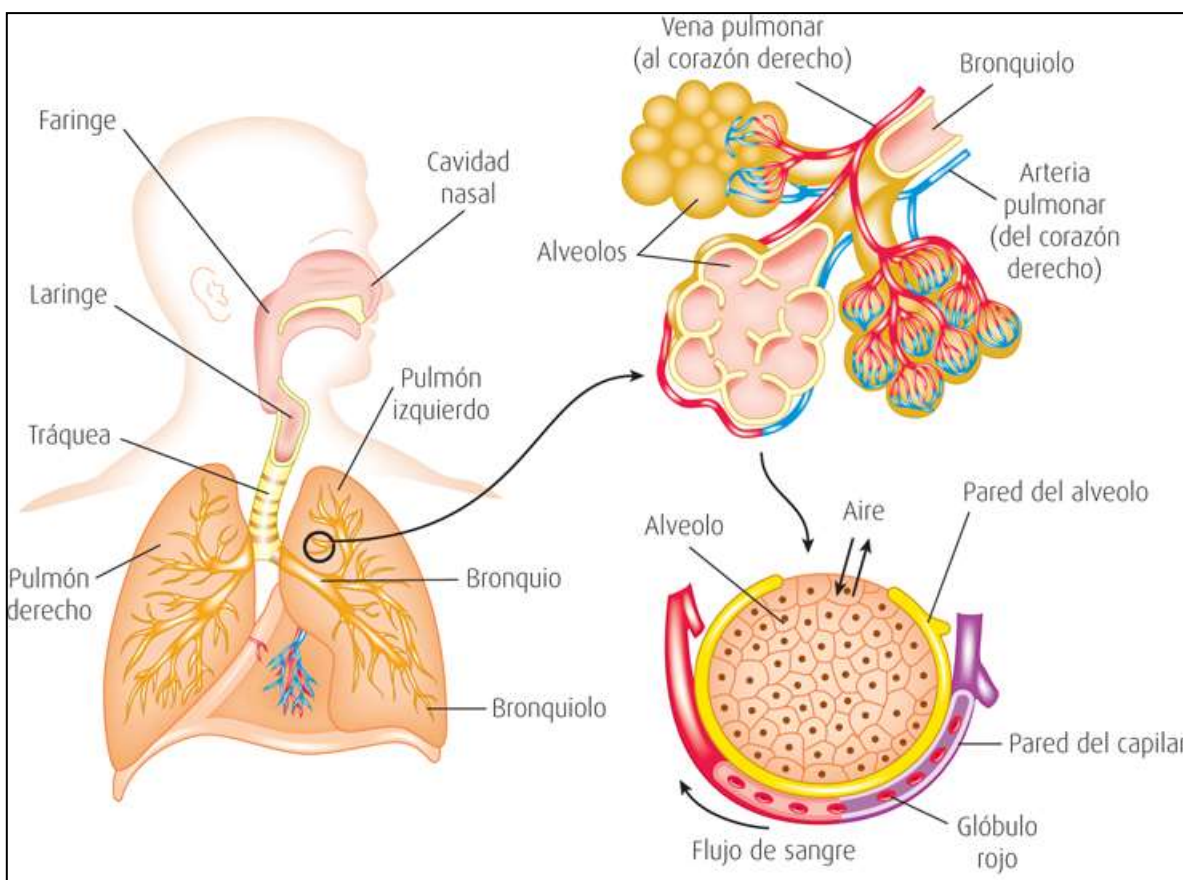


Figura 5. Plan estructural del sistema respiratorio. El círculo muestra los sacos alveolares donde se produce el intercambio de oxígeno y dióxido de carbono a través de los alvéolos arracimados. Los capilares se encuentran rodeando a los alvéolos.

MATERIAL Y EQUIPO

1 garrafón de plástico
 2 tapones de hule
 2 globos
 Tubo de vidrio
 Cinta métrica
 Regla de 50 cm
 Escuadras
 Plataforma o silla de 50 cm de altura

MATERIAL BIOLÓGICO

REACTIVOS

Colorante vegetal

PROCEDIMIENTO

Parte 1.

○ El modelo de pulmón está formado por un recipiente rígido transparente (garrafón de agua de plástico de 19 L) que representa el tórax. El extremo ancho de la campana está cerrado por una

membrana de caucho que representa el diafragma. Se pega al centro de esta membrana un botón para poder hacer la contracción y relajación del diafragma. En la boca del frasco se pone un tapón de caucho atravesado por un tubo, se ata un globo que tiene forma de "Y" y en cada uno de sus extremos se coloca un globo, que se encuentra dentro de la campana. Este tubo representa las vías aéreas y el globo representa a los pulmones (Fig. 6).

Al diafragma de hule se le realiza tracción hacia abajo para incrementar la capacidad del tórax de vidrio o garrafón de plástico para que el aire entre precipitadamente a los globos para llenar el espacio creado (inspiración). Al soltar el diafragma de hule, éste se retrae, disminuyendo las dimensiones del tórax de vidrio o garrafón de plástico y expulsando así el aire que había entrado cuando se expandió.

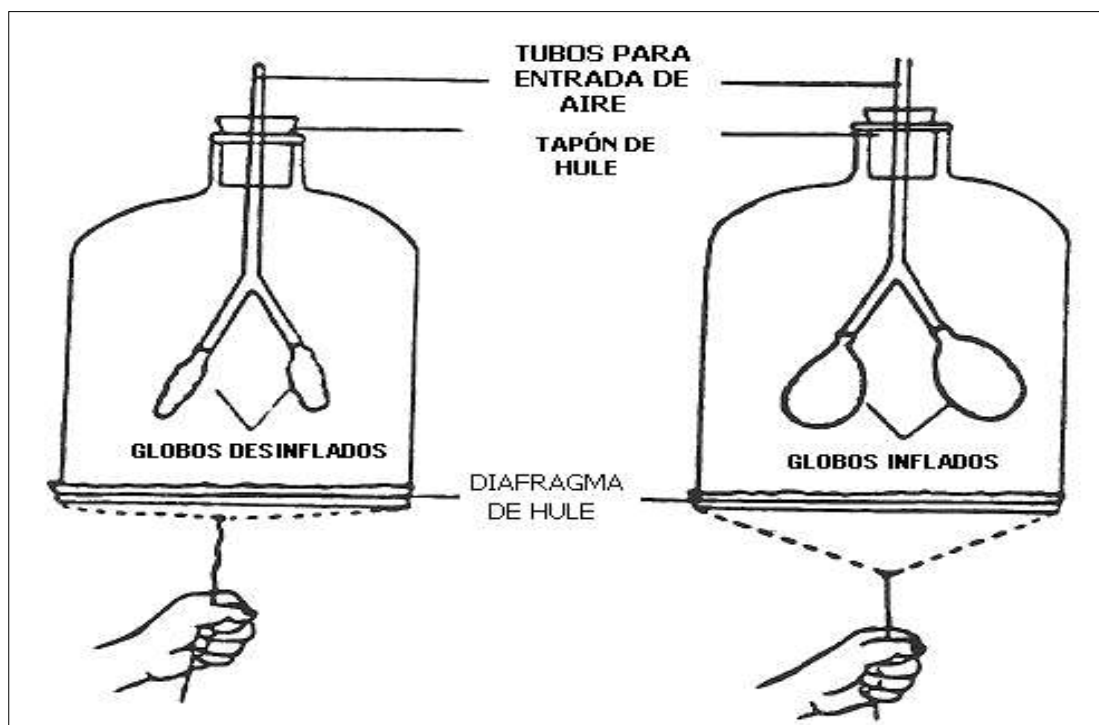


Figura 6. Esquema del modelo de pulmón (simulado).

Parte 2.

○ Determinar en un sujeto de pie en aparente reposo, el **diámetro torácico**, utilizando una cinta métrica a nivel de las axilas y/o en el apéndice xifoides. Después, utilizando una cinta métrica al nivel de la axila y/o del apéndice xifoides determinar el diámetro torácico en inspiración y espiración profunda. Para medir y registrar el **diámetro transversal del tórax** en reposo se hará uso de escuadras. Las escuadras se deberán colocar de manera tangente y perpendicular al tórax, cerca de la región axilar. De esta manera 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. Este procedimiento se repetirá durante la inspiración y espiración profunda. Asimismo, también se determinará el **diámetro ventro-dorsal del tórax** en reposo. Para ello, se deberá colocar 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 se mide con la regla. Este procedimiento se repetirá durante la inspiración y espiración profunda (Fig. 7). Finalmente, con una

cinta métrica se medirá la **circunferencia abdominal** en reposo y durante la inspiración y espiración profunda.

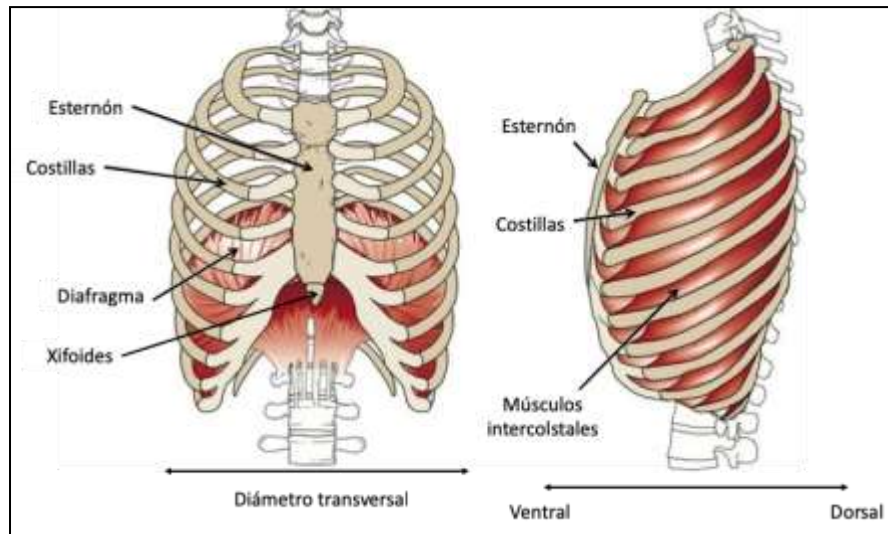


Figura 7. Vista anterior y lateral de tórax

- Evaluar los efectos de la ventilación pulmonar de la siguiente manera: primero se debe contabilizar las respiraciones por minuto en un sujeto en estado de reposo. Después se pide al sujeto que realice 10 respiraciones profundas y consecutivas. Finalmente se debe determinar el tiempo que existe desde el final de la última espiración hasta el momento en que se presenta la primera inspiración en ambas situaciones (en reposo y durante las respiraciones profundas).
- Realizar la prueba de escalón de Harvard. Para ello es importante saber que esta prueba está contraindicada para sujetos que tengan entrenamiento físico técnico, alteraciones cardiovasculares y respiratorias, alteraciones osteomusculares, ayuno, embarazo, presencia de periodo menstrual, alteraciones electrolíticas, estatura menor o igual a 1.50 m y estatura mayor a 1.80 m.

Al inicio el sujeto elegido deberá subir una plataforma o silla de 50 cm de altura 30 veces por minuto, durante 5 minutos en forma consecutiva o hasta que el sujeto se fatigue. Al término de los 5 minutos de esta actividad inicia el tiempo de recuperación, por lo que de manera inmediata se deberá tomar el pulso radial o carotídeo durante 30 seg (anotar registro 1). A los dos minutos del tiempo de recuperación, se volverá a tomar el pulso durante 30 seg (anotar registro 2). Finalmente, al tercer minuto se realiza un último registro del pulso por otros 30 seg (anotar registro 3). Para determinar el índice de eficiencia física se deberán realizar los siguientes cálculos:

$$\text{Índice de eficiencia} = \frac{\text{duración del ejercicio en seg} \times 100}{2 (\text{sumatoria de pulsaciones})}$$

$$\text{Índice de eficiencia} = \frac{(5 \text{ min}) (60 \text{ seg}) \times 100}{2 (T1+T2+T3)}$$

Donde T = número de pulsaciones en segundos

Valora los resultados obtenidos con la siguiente tabla:

Rango	Estado físico
< 55	Pobre
55 a 64	Bajo
65 a 79	Promedio
80 a 89	Bueno
> 90	Excelente

RESULTADOS

- Realizar esquemas de lo observado en la parte 1.
- Realizar en la siguiente tabla de medidas obtenidas en centímetros.

Resultados de apartado B			
	En reposo	Inspiración profunda	Espiración profunda
Diámetro torácico			
Diámetro transverso del tórax			
Diámetro ventro-dorsal del tórax			
Circunferencia abdominal			

- Calcular el estado físico con la fórmula y compararlo entre sujetos voluntarios.

CONCLUSIÓN

El hallazgo obtenido en la práctica / Se cumplió o no el objetivo propuesto.

CUESTIONARIO

- ¿Cuál es la función de la hemoglobina en la respiración?
- ¿Cuántas veces por minuto respira el adulto normal en reposo?
- ¿Cómo se llaman las unidades funcionales de los pulmones?
- ¿A qué nos referimos cuando hablamos de lóbulo de pulmón?
- ¿Qué requiere más consumo de energía durante la respiración en reposo, la inspiración o la espiración?
- ¿Qué diferencia existe entre volumen pulmonar y capacidad pulmonar?
- ¿Qué nombre recibe el volumen de aire que es espirado después de una inspiración normal durante una respiración tranquila?
- ¿Qué significa el término capacidad vital?

9. ¿Cuáles son los diversos conductos que constituyen el árbol bronquial?
10. ¿En caso de neumonía qué ocurre con los alvéolos?

REFERENCIAS

1. Cingolani Horacio E., Houssay Alberto B. (2000). **Fisiología Humana**. 7ª edición. El Atenea. Argentina. Págs. 390-392
2. Guyton Arthur C., Hall John E. (2002). **Tratado de Fisiología Médica**. 10ª edición. McGraw Hill - Interamericana. México, Pág. 526
3. Stuart Ira Fox. (2003). **Fisiología Humana**. 7ª edición. McGraw Hill Interamericana. España. Pág. 508
4. Thibodeau Gary A., Patton Kevin T. (2000). **Anatomía y Fisiología**. 4ª edición. Harcourt. España. Págs. 692-709
5. Tórtora Grabowski. (2002). **Principios de Anatomía y Fisiología**. 9ª edición. Oxford. México. Pág. 798
6. Julio Sepúlveda Saavedra. (2014). **Texto Atlas de Histología, Biología Celular y Tisular**. 2ª edición. McGraw-Hill Interamericana. España.

PRÁCTICA 16

EFFECTO DE LOS CAMBIOS DE TEMPERATURA SOBRE LOS MOVIMIENTOS RESPIRATORIOS EN PECES

DURACIÓN 1.5h

OBJETIVO

Observar los cambios que se producen en los movimientos respiratorios como resultado de los cambios de temperatura y actividad de los organismos.

GENERALIDADES

La temperatura tiene efectos sobre las diferentes actividades biológicas como la reproducción, digestión, crecimiento y respiración entre otras. En esta práctica se probará que los cambios de temperatura en un medio normalmente tienen efecto significativo sobre la tasa metabólica de los animales homeotermos y poiquilotermos, afectando la tasa de consumo de O₂ y de producción de CO₂, es decir, que modifica la PO₂ y la pCO₂, con la subsecuente modificación de la afinidad de la hemoglobina por dichos gases. Estos dos últimos factores, ejercen a su vez un efecto proporcional sobre los movimientos ventilatorios por minutos y sobre la velocidad del latido y volumen de flujo cardiaco hacia los órganos respiratorios y hacia los tejidos.

FUNDAMENTO

Debido a la conductividad térmica y la alta capacidad calórica del agua, los animales más pequeños pierden calor más rápidamente, porque la diferencia entre la temperatura del cuerpo con respecto a la del agua ($T_{\text{cuerpo}} - T_{\text{agua}}$) es mayor en los animales más grandes y por tanto no tienen la oportunidad de alcanzar una temperatura corporal muy distinta a la del medio. Incluso, si tienen un elevado nivel de producción de calor (tasa metabólica) y pueden aumentarlo todavía más, el consumo de O₂ debe aumentar. Aquí es donde aparece el problema del calor. Una tasa de captación de O₂ necesita una gran superficie de branquias y un gran volumen de sangre (hemoglobina). Al fluir la sangre por las branquias inevitablemente perderá calor y resultará finalmente en la misma temperatura del agua. La membrana de las branquias debe ser muy delgada para permitir el paso del O₂. No constituye por tanto una barrera que impida la pérdida de calor y la sangre se enfriará a la temperatura del agua y será imposible para el animal alcanzar una temperatura corporal más alta a menos que se presente un cambio de calor entre las branquias y los tejidos. Esta es la solución utilizada por la mayor parte de los peces nadadores rápidos para obtener un control independiente de la temperatura a partes limitadas de su cuerpo. Por este mecanismo, en cualquier pez, los músculos de la natación son irrigados con sangre que procede de la aorta que circula siguiendo la columna vertebral y se ramifica hacia la periferia.

Para esta práctica es importante emplear animales de diferente tamaño con distinta tasa metabólica, en los que la temperatura tendrá diferente efecto sobre la tasa de consumo de oxígeno y sobre sus movimientos respiratorios tanto en reposo como en actividad.

MATERIAL Y EQUIPO

4 recipientes grandes transparentes o peceras
Parrilla de calentamiento
Vaso de precipitado de 1l

MATERIAL BIOLÓGICO

1 Pez carpa pequeño
1 Pez carpa grande

REACTIVOS

Hielo

Agitador
Termómetro
Cronómetro

PROCEDIMIENTO

Todos los procedimientos se realizarán en un recipiente de agua dentro de otro de mayor capacidad con la finalidad de aislar a los especímenes del contacto directo con agua muy caliente o muy fría, como se muestra en la Fig. 1.



Figura 1. Forma de colocar al espécimen en el recipiente mayor, en donde se medirá además la temperatura.

a) Procedimiento cuando desciende la temperatura del agua en reposo.

- 1) Medir 1 a 2 litros de agua a temperatura ambiente y colocarlos en el primer recipiente o pecera de mayor tamaño.
- 2) Registrar la temperatura normal del agua en la que vienen los especímenes.
- 3) Colocar con cuidado los dos especímenes en el recipiente mayor y cuantificar el número de movimientos respiratorios por minuto, a través de los movimientos de contracción y relajación de la cavidad bucal. Esta medida será la correspondiente a la evaluación en reposo.
- 4) Retire los especímenes con cuidado y haga descender la temperatura del recipiente mayor 10°C con ayuda de hielo y un agitador.
- 5) Coloque nuevamente los especímenes y luego de 3 min de inmersión, cuantifique nuevamente los movimientos ventilatorios durante un min. Evite que el hielo tenga contacto directo con los especímenes.
- 6) Repita los pasos 4 y 5 reduciendo la temperatura de 5 en 5°C siempre que los peces se encuentren en buen estado.
- 7) Saque los especímenes y sumérjalos en otro recipiente mayor con agua a temperatura ambiente para que se recuperen y hasta que la temperatura del agua sea semejante a la inicial. Esto podría demorar hasta unos 10 min.

b) Procedimiento cuando desciende la temperatura del agua en movimiento.

Repita los pasos anteriores, pero tratando de que los especímenes se muevan durante al menos 3 min antes de realizar las mediciones, para cada una de las temperaturas seleccionadas.

c) Procedimiento cuando se incrementa la temperatura del agua en reposo.

Repita los procedimientos 4 al 7, elevando la temperatura inicialmente 10°C sobre la basal, con ayuda de agua previamente calentada en una parrilla. No superar los 50°C, ya que los peces pueden morir.

d) Procedimiento cuando desciende la temperatura del agua en movimiento.

Repita los pasos anteriores, pero tratando de que los especímenes se muevan durante al menos 3 min antes de realizar las mediciones, para cada una de las temperaturas seleccionadas.

NOTA. Si por alguna razón el muere, disponerlo de acuerdo a las recomendaciones del facilitador, así como colocar los restos de reactivos en los recipientes correspondientes.

RESULTADOS

Realizar esquemas de lo observado y colocar los resultados en una tabla como la siguiente:

Tamaño del Pez	No. movimientos respiratorios													
	Basal		-10°C		-15°C		-20°C		+10°C		+15°C		+20°C	
	Rep	Mov	Rep	Mov	Rep	Mov	Rep	Mov	Rep	Mov	Rep	Mov	Rep	Mov
Chico														
Grande														

Rep= reposo

Mov= movimiento

CONCLUSIÓN

El hallazgo obtenido en la práctica / Se cumplió o no el objetivo propuesto.

CUESTIONARIO

1. ¿Por qué el cambio de temperatura del agua se manifiesta en los movimientos respiratorios de los peces?
2. ¿Qué efecto produce sobre la tasa de consumo de O₂ sobre la pO₂ y sobre la afinidad de la hemoglobina por el O₂ cuando desciende drásticamente la temperatura del agua en los peces?
3. ¿Por qué se utilizaron en la práctica animales de diferentes tamaños?
4. ¿Qué relación existe entre el tamaño de un animal y su respuesta a las bajas y altas temperaturas?
5. ¿Cómo influye la temperatura en la concentración de O₂ del agua?

REFERENCIAS

1. Laboratorio de fisiología animal. (2011). Facultad de Biología. UMSNH.

PRÁCTICA 17

DIGESTION DE CARBOHIDRATOS Y LÍPIDOS

DURACIÓN 3 h

OBJETIVOS

Determinar la digestión enzimática de un disacárido como la sacarosa y un polisacárido como el almidón.

GENERALIDADES

Los **hidratos de carbono** (carbohidratos) representan un papel fundamental en la dieta humana, constituyendo la principal fuente de energía para la mayoría de la población mundial. Aportando entre 55-75% (promedio mundial igual a 63%) de la energía total consumida, siendo mayor su contribución en los países menos desarrollados (1).

Son después del agua los componentes más abundantes de los alimentos y los más ampliamente distribuidos. El origen de todos estos compuestos es la glucosa (del griego gleukos, vino dulce) proveniente del proceso de fotosíntesis realizado por las plantas. Casi todos los compuestos orgánicos que se encuentran en las plantas y animales, son derivados de los hidratos de carbono (1).

Los **hidratos de carbono** se pueden clasificar según distintos criterios: estructura química, posición del grupo carbonilo (aldosas y cetosas), número de carbonos en la molécula (triosa, tetrosa, pentosa, hexosa), abundancia en la naturaleza, uso en alimentos, poder edulcorante, etc. Algunos de los criterios de clasificación más frecuentes son (1):

1. Según su **estructura química**, se pueden clasificar en 3 clases: azúcares, oligosacáridos y polisacáridos. En esta clasificación los hidratos de carbono se agrupan primero según el tamaño de las moléculas, según el número de monosacáridos que contienen (grado de polimerización). Luego cada grupo se subdivide según el número y la composición de las unidades de monosacáridos (1).
2. Según su **complejidad**, se pueden clasificar en hidratos de carbono simples y en hidratos de carbono complejos. Los primeros pueden contener 1 o 2 unidades de azúcar. Incluyen a los monosacáridos y los disacáridos, y se conocen comúnmente como azúcares. Los hidratos de carbono complejos poseen estructuras químicas más complejas, con 3 o más azúcares unidos entre sí. Incluyen a los oligosacáridos y los polisacáridos (1).
3. Según sus **efectos fisiológicos** se pueden clasificar en: hidratos de carbono glucémicos (o disponibles) e hidratos de carbono no digeribles (o no disponibles). Los primeros son aquellos que proporcionan hidratos de carbono para el metabolismo. Es decir, corresponden a hidratos de carbono que se digieren y absorben en el intestino delgado, con lo que aumenta la glucosa en sangre. Incluyen a los azúcares, las maltodextrinas, los almidones y el glucógeno. Mientras que los hidratos de carbono no digeribles no son digeridos en el intestino delgado, por lo que no se produce una respuesta glucémica en sangre (es decir, no se produce un aumento de glucosa

en sangre). Este grupo comúnmente se conoce como fibra dietética. Incluyen a los polisacáridos no amiláceos, almidón resistente, oligosacáridos resistentes con 3 o más unidades monoméricas y otros componentes no digeribles, pero cuantitativamente menores que están asociados con los polisacáridos no digeribles, especialmente lignina (1)

Enzimas digestivas y sus propiedades

Las enzimas se clasifican como intracelulares o extracelulares, según actúen dentro o fuera de las células a nivel del medio celular. Casi todas las enzimas actúan en el organismo intracelularmente, salvo una importante excepción, las **enzimas digestivas**. Todas las enzimas digestivas son consideradas como extracelulares, ya que actúan en la luz del tubo digestivo fuera de las células del organismo. Químicamente todas se consideran hidrolasas porque catalizan la hidrólisis de las moléculas de los alimentos, es decir la ruptura de las mismas empleando agua (2).

Propiedades de las enzimas digestivas.

Las enzimas son de acción específica, es decir, sólo actúan sobre un sustrato específico. Esto se atribuye a un mecanismo de acción semejante a “una llave y su cerradura”, en el que la configuración de la molécula enzimática encaja perfectamente con la configuración de alguna parte de la molécula del sustrato (2).

Las enzimas funcionan óptimamente a un pH específico, inactivándose si éste se desvía más allá de unos estrechos límites. Este efecto se produce porque algunos cambios en la concentración del ión hidrógeno (H^+) influyen en las atracciones químicas que sostienen todas las moléculas proteicas, incluidas las enzimas, en sus formas multidimensionales y complejas (2).

Las distintas enzimas digestivas necesitan diversas concentraciones de H^+ en su entorno para que su funcionamiento sea óptimo. Este efecto obedece a que la concentración de H^+ depende de la forma de cada molécula enzimática. La amilasa, la principal enzima de la saliva, funciona mejor con pH neutro o ligeramente ácido, como el que caracteriza a la saliva. Esta enzima se va inactivando de forma gradual por la acidez del jugo gástrico. Por el contrario, la pepsina, una enzima del jugo gástrico, es inactiva hasta que exista suficiente ácido clorhídrico en el medio. Por tanto, en enfermedades que cursan con hipoacidez gástrica (anemia perniciosa), se administra ácido clorhídrico diluido antes de comer por vía oral (2).

La mayoría de las enzimas catalizan una reacción química en ambos sentidos, regulándose el sentido y la proporción de la reacción por la ley de acción de masas. Las enzimas son destruidas o eliminadas continuamente en el organismo, por lo que deben sintetizarse sin cesar, aunque no se consuman en las reacciones que catalizan. La mayoría de las enzimas digestivas son sintetizadas como proenzimas inactivas (3).

A pesar de que nosotros ingerimos seis tipos principales de sustancias químicas (carbohidratos, proteínas, grasas, vitaminas, sales minerales y agua), sólo las tres primeras requieren una digestión química para ser absorbidas (2). En la Tabla 1 se presentan algunas características de las principales enzimas digestivas.

Tabla 1. Características de las principales enzimas digestivas

Enzima	Origen	Sustratos	productos
Saliva			
Amilasa salival	Glándulas salivales	Almidones (polisacáridos)	Maltosa (disacárido), maltotriosa (trisacárido) y alfa- dextrinas
Lipasa lingual	Glándulas de la lengua	Triglicéridos (grasas y aceites) y otros lípidos.	Ácidos grasos y diglicéridos.
Jugo gástrico.			
Pepsina (activada a partir del pepsinógeno por la pepsina y el HCl)	Células principales (zimógenas) del estómago.	Proteínas	Péptidos.
Lipasa gástrica.	Células principales (zimógenas) del estómago.	Triglicéridos de cadena corta (grasas y aceites) en las moléculas de grasa de la leche.	Ácidos grasos y monoglicéridos.
Jugo pancreático.			
Amilasa pancreática.	Células acinares pancreáticas.	Almidones (polisacáridos).	Maltosa (disacárido), maltotriosa (trisacárido) y alfa- dextrinas
Tripsina (activada a partir del tripsinógeno por la enterocinasa).	Células acinares pancreáticas.	Proteínas	Péptidos.
Quimotripsina (activada a partir del quimotripsinógeno por la tripsina).	Células acinares pancreáticas.	Proteínas	Péptidos.
Elastasa.	Células acinares pancreáticas.	Proteínas	Péptidos.
Carboxipeptidasa (activada por la tripsina)	Células acinares pancreáticas.	Aminoácido terminal en el extremo carboxilo (ácido) de los péptidos.	Péptidos y aminoácidos.
Lipasa pancreática.	Células acinares pancreáticas.	Triglicéridos (grasas y aceites) emulsionados por las sales biliares.	Ácidos grasos y monoglicéridos.
Nucleasas			
Ribonucleasa	Células acinares	Ácido ribonucleico.	Nucleótidos.

	pancreáticas		
Desoxirribonucleasa	Células acinares pancreáticas.	Ácido desoxirribonucleico.	Nucleótidos.
Borde en cepillo.			
Maltasa	Intestino delgado.	Maltosa.	Glucosa.
Sacarasa.	Intestino delgado	Sacarosa.	Glucosa y fructosa.
Lactasa.	Intestino delgado	Lactosa.	Glucosa y galactosa.
Enterocinasa.	Intestino delgado	Tripsinógeno.	Tripsina.
Peptidasas			
Aminopeptidasa.	Intestino delgado	Aminoácido terminal en el extremo amino de los péptidos	Péptidos y aminoácidos.
Dipeptidasa.	Intestino delgado	Dipéptidos.	Aminoácidos.
Nucleosidasas y fosfatasas.	Intestino delgado	Nucleótidos.	Bases nitrogenadas, pentosas y grupo fosfato

*Tomada de Tórtora Grabowski. (2002). **Principios de Anatomía y Fisiología**. 9ª edición. Oxford. México. Pág. 861

FUNDAMENTO

El sistema digestivo es la puerta por la cual las sustancias nutritivas, vitaminas y minerales y líquidos entran al cuerpo. Las proteínas, grasas y los carbohidratos se degradan en unidades absorbibles (digeridas), principalmente en el intestino delgado. Los productos de la digestión y las vitaminas, minerales y agua cruzan la mucosa y entran a la linfa o la sangre (3).

La digestión de los alimentos principales es un proceso ordenado que implica la acción de una gran cantidad de **enzimas digestivas**. Las enzimas de las glándulas salivales y las glándulas linguales atacan a los carbohidratos y grasas; las enzimas gástricas actúan sobre proteínas y grasas, y las enzimas de la porción exocrina del páncreas atacan carbohidratos, proteínas, lípidos, DNA y RNA. Otras enzimas que completan el proceso digestivo se encuentran en las membranas luminales y el citoplasma de las células que recubren el intestino delgado (Fig. 1). La acción de las enzimas es favorecida por el ácido clorhídrico que secreta el estómago y por la bilis producida por el hígado (2).

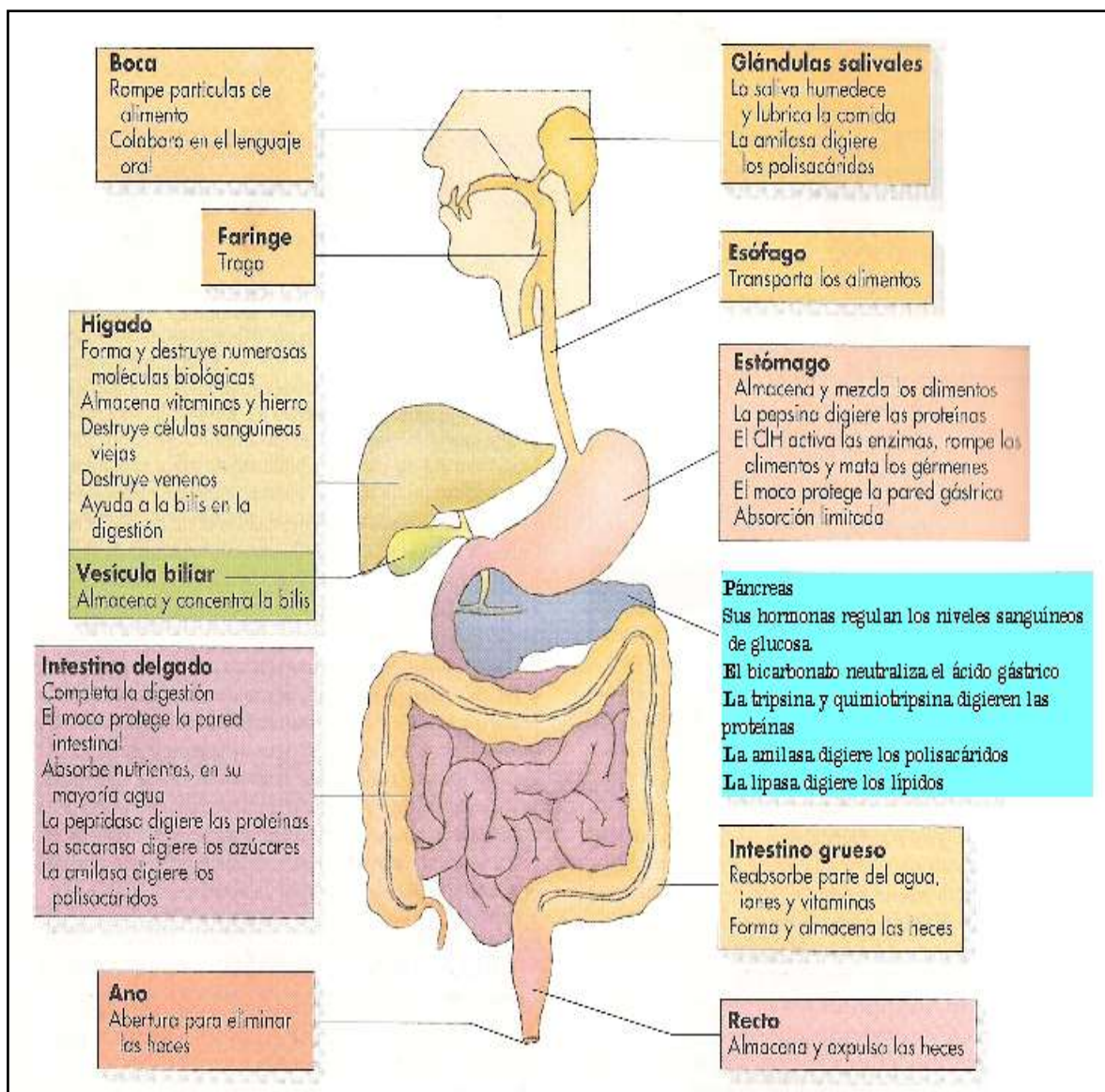


Figura 1. Principales funciones de los órganos digestivos

MATERIAL Y EQUIPO

Estuche para disección
Pipetas Pasteur
Vasos de precipitados de 100 ml
Mortero pequeño con pistilo
Vasos de precipitados de 250 ml
Tubos de ensaye
Pipetas graduadas de 1 ml
Parrilla de calentamiento
Gradilla
Baño maría grande con control de temperatura

MATERIAL BIOLÓGICO

Rata (*Rattus norvergicus*)
o sistema digestivo de pollo completo (buche a cloaca) fresco
Saliva humana, preferentemente sin haber ingerido alimentos recientemente
Vesícula biliar de pollo

REACTIVOS

Almidón
Reactivo de Benedict
Solución amortiguadora de fosfatos pH 7
Pentobarbital sódico
Solución Salina
Detergente verde de trastes (1ml)
Aceite de cocina 2ml

Centrífuga
Algodón
Termómetro
Recipientes para residuos
químicos y biológicos

PROCEDIMIENTO

Parte 1. Digestión de carbohidratos.

Preparación de extractos del tracto digestivo de la rata.

- Eutanazar con pentobarbital sódico una rata y exponer mediante disección abdominal el canal alimenticio. Obtener: esófago, estómago, páncreas, duodeno, intestino delgado e intestino grueso. De no ser posible, consiga un sistema digestivo de pollo fresco.
- Eliminar el contenido alimenticio. Lavar vigorosamente en un recipiente con solución salina. Triturar por separado cada segmento.
- Añadir a cada segmento 2 ml de agua destilada para el proceso de trituración. Dejar sedimentar los restos celulares, centrifugar a 2000 rpm durante 5 minutos y transferir el extracto acuoso mediante una pipeta Pasteur a un tubo de ensayo.
- Una vez que se hallan preparado los 6 extractos añadir agua destilada a cada uno hasta llevar el volumen a 4 ml.
- Para preparar los extractos desnaturalizados, tomar 2 ml de cada uno de los extractos y colocarlos en un tubo distinto. Mantenerlos en agua a ebullición durante 10 minutos.
- Los 2 ml restantes del tubo inicial (preparado en el inciso d) serán los extractos activos.
- Al finalizar el procedimiento debe contarse con 6 extractos activos y 6 desnaturalizados.

- 1 saliva humana
- 2 esófago
- 3 estómago
- 4 páncreas y/o hígado
- 5 intestino delgado (primeros 15 cm)
- 6 intestino grueso (primeros 10 cm)

Pruebas enzimáticas (amilasa y sacarasa)

- Preparar las mezclas de reacción activas y desnaturalizadas:
 - Sustrato (solución de almidón o de sacarosa) 0.5 ml
 - Amortiguador de fosfatos 1.0 ml
 - Extracto enzimático (activo o desnaturalizado) 0.5 ml

Nota: lavar cuidadosamente la pipeta cuando se cambie de un sustrato a un extracto enzimático.

- Colocar la gradilla que contiene las mezclas preparadas en un baño de agua a 37°C, durante 30 minutos.
- Transferir a un tubo de ensayo distinto 0.5 ml de la mezcla de incubación y añadir 0.5 ml del reactivo de Benedict, colocar los tubos en un baño de agua hirviendo durante cinco minutos.
- Los restos del animal y las soluciones empleadas se dispondrán de acuerdo a las indicaciones del docente facilitador en las bolsas y recipientes para residuos químicos y

biológicos.

Parte 2. Digestión de lípidos.

- Extraer el líquido proveniente de la vesícula biliar del pollo y colocar en un tubo de ensayo hasta completar 1ml.
- Adicionar en otro tubo 1ml de detergente líquido verde diluido en agua 1:1, tratando de que no haga muchas burbujas.
- Verter a cada uno 0.5ml de aceite de cocina y agitar vigorosamente, con ayuda de Parafilm en la boca de los tubos.
- Observar y comparar lo que ocurre en ambos tubos.
- Los restos del animal y las soluciones empleadas se dispondrán de acuerdo a las indicaciones del docente facilitador en las bolsas y recipientes para residuos químicos y biológicos.

RESULTADOS

Realizar esquemas de lo observado y llenar las siguientes tablas, indicando la coloración y número de cruces.

Parte 1. Digestión de carbohidratos

A) Extractos desnaturalizados

Sustrato	Saliva	Esófago	Estómago	Duodeno	Páncreas	ID	IG
Almidón							
Sacarosa							

B) Extractos activos

Sustrato	Saliva	Esófago	Estómago	Duodeno	Páncreas	ID	IG
Almidón							
Sacarosa							

Parte 2. Digestión de lípidos.

Explicar lo que ocurre en los tubos de detergente con aceite y de bilis con aceite, comparando ambos casos.

CONCLUSIÓN

El hallazgo obtenido en la práctica / Se cumplió o no el objetivo propuesto.

CUESTIONARIO

- Explique el proceso de la digestión.

2. ¿Cuáles son las enzimas que participan en la digestión de los alimentos?
3. ¿Sobre qué sustrato actúan las enzimas Tripsina, Quimotripsina y Elastasa?
4. ¿Sobre qué sustrato actúa la Lipasa y cuáles son sus productos?
5. ¿A qué se refiere el término “borde en cepillo”?
6. ¿Cuáles son las principales características de la saliva?
7. ¿Cuáles son los principales componentes de los jugos gástricos?
8. ¿Cuáles son las funciones fisiológicas del jugo pancreático?

REFERENCIAS

1. Lehninger AL, Nelson, DL. (2005). **Principios de Bioquímica**. 4a. ed. Barcelona: Ediciones Omega.
2. Ganong William F. (2004). **Fisiología Médica**. 19ª edición. El Manual Moderno. México. Pág. 511
3. Thibodeau Gary A., Patton Kevin T. (2000). **Anatomía y Fisiología**. 4ª edición. Harcourt. España. Págs. 766-768
4. Tórtora Grabowski. (2002). **Principios de Anatomía y Fisiología**. 9ª edición. Oxford. México. Pág. 861.

PRÁCTICA 18

FUNCIÓN RENAL Y DIURESIS

DURACIÓN 3 h

OBJETIVOS

- Comprobar los cambios producidos por variaciones en el volumen y composición de los líquidos corporales sobre la cantidad, calidad, olor y color de la orina formada.
- Analizar el efecto de diversas situaciones cotidianas sobre la función renal.
- Observar algunas características organolépticas de la orina.

GENERALIDADES

Los riñones son órganos excretores y reguladores. Al excretar agua y solutos, libran al organismo de un exceso de agua y de productos de desecho. Junto a los sistemas cardiovascular, endocrino y nervioso, regulan el volumen y la composición de los líquidos corporales dentro de límites muy estrechos, a pesar de las grandes variaciones en el consumo de los alimentos y de agua. Gracias a la acción homeostática de los riñones, los tejidos y las células del organismo pueden llevar a cabo sus funciones normales en un medio relativamente constante (1).

Los riñones realizan el trabajo más importante en el sistema urinario, puesto que las otras partes son prácticamente vías de paso y áreas de almacenamiento. Al filtrar la sangre y formar la orina, los riñones contribuyen a la homeostasis de varias maneras. Los riñones realizan numerosas funciones como las siguientes:

- Excreción de los productos metabólicos de desecho y de las sustancias químicas extrañas.
- Regulación del equilibrio hídrico y electrolítico.
- Regulación de la osmolalidad de los líquidos corporales y de las concentraciones de electrolitos.
- Regulación del equilibrio ácido-básico.
- Regulación de la presión arterial.
- Secreción, metabolismo y excreción de hormonas.
- Gluconeogénesis (2).

La valoración rutinaria de la función renal requiere la evaluación tanto de la cantidad como de la calidad de la orina y la concentración de los desperdicios en sangre (2).

Son dos factores los que, en conjunto, determinan el volumen urinario: la tasa de filtración glomerular y la tasa de reabsorción de agua por los túbulos renales. La tasa de filtración glomerular, excepto en condiciones anómalas, permanece constante, de modo que el volumen urinario no suele fluctuar (Fig. 1). La tasa de reabsorción tubular de agua, por el contrario, varía considerablemente. Debido a ello, la tasa de reabsorción tubular ajusta el volumen urinario a la ingesta de líquido en mayor medida que la tasa de filtración glomerular. La cantidad de hormona antidiurética (ADH) y de aldosterona que se secretan regulan la cantidad de agua que es reabsorbida por los túbulos renales (3).

Análisis de orina.

Es el análisis del volumen y las propiedades físicas, químicas y microscópicas de la orina y revela mucha información acerca del estado del cuerpo. El volumen de orina que elimina un adulto saludable en 24 horas es uno a dos litros. Dicha cantidad puede estar influida por ingestión de

líquido, presión arterial, osmolaridad de la sangre, dieta, temperatura corporal, diuréticos, estado mental y estado general de salud (4).

La presión arterial pone en marcha la vía renina- angiotensina – aldosterona, que incrementa la reabsorción de agua y sales en los túbulos renales y disminuye el volumen urinario. Por el contrario, cuando se reduce la osmolaridad de la sangre, por ejemplo, luego de ingerir un gran volumen de agua, se inhibe la secreción de HAD y se excreta un mayor volumen de orina (4).

Cerca del 95% del volumen total de orina es agua; el 5% restante se compone de electrólitos, solutos derivados del metabolismo celular y sustancias exógenas como fármacos. La orina normal prácticamente no contiene proteínas. Los solutos por lo general se encuentran en la orina en condiciones normales; incluyen electrólitos filtrados y secretados que no se reabsorben, urea, creatinina, ácido úrico, urobilinógeno y cantidades mínimas de otras sustancias, como ácidos grasos, pigmentos, enzimas y hormonas (4).

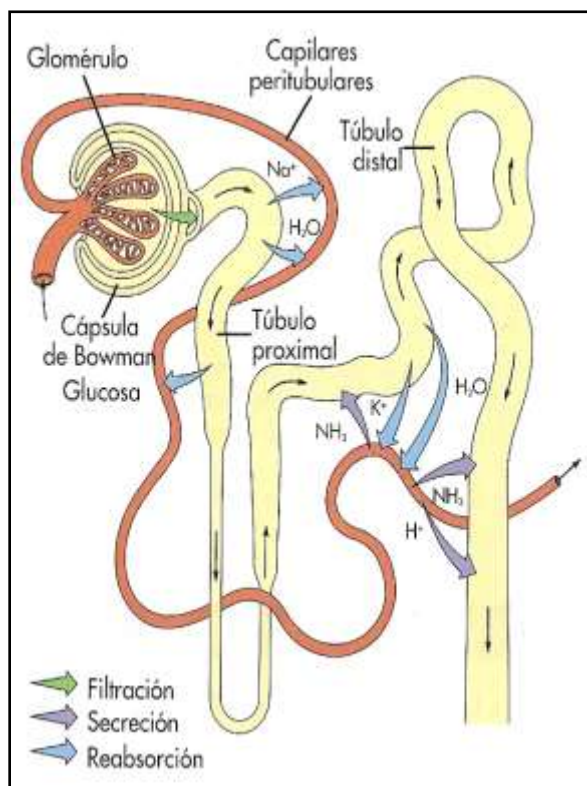


Figura 1. Formación de la orina. La figura muestra un diagrama con los mecanismos que intervienen en la formación de la orina, así como donde tienen lugar dentro de la nefrona: filtración, reabsorción y secreción.

FUNDAMENTO

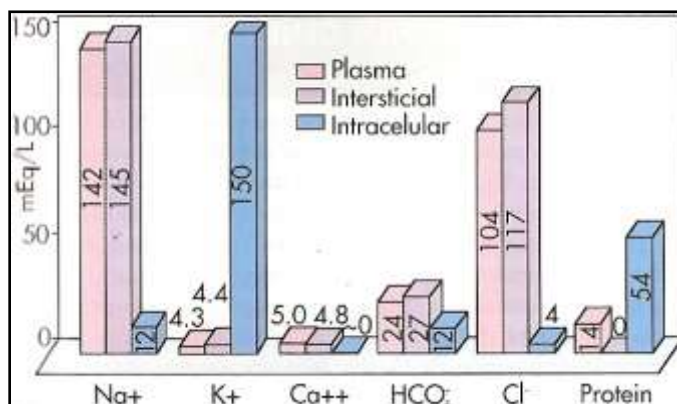
Las principales funciones del riñón son el filtrado del plasma sanguíneo y la excreción de la orina, funciones esenciales para la supervivencia, ya que la homeostasis depende de ellas. Por ejemplo, los riñones son los órganos más importantes del organismo para el mantenimiento hidroelectrolítico y ácido-básico. Lo llevan a cabo mediante variaciones en la cantidad de agua y electrólitos que pasan de la sangre a la orina, igualando la cantidad de estas sustancias que entran

en la sangre desde otros lugares. El nitrógeno que se desprende del catabolismo proteico, formando *urea*, abandona el organismo por los riñones (5).

Además del filtrado del plasma sanguíneo y de la formación de orina, los riñones llevan a cabo otras funciones. Influyen en la proporción en la que se secretan las hormonas ADH (hormona antidiurética) y aldosterona y sintetizan la hormona eritropoyetina, la forma activa de la vitamina D y ciertas prostaglandinas (5).

En la gráfica 1 se enumeran algunos de los constituyentes sanguíneos que no pueden mantener sus rangos de concentración normales si fallan los riñones. De hecho, un fallo renal significa un fallo en la homeostasis, que, si no se subsanan a tiempo, implica la muerte a corto plazo. Se comparan las concentraciones de electrolitos y proteínas en los tres compartimientos líquidos del cuerpo (5).

Gráfica 1. Concentraciones de electrolitos y proteínas en los compartimientos del líquido del cuerpo



*Tomada de Thibodeau Gary A. Patton Kevin T. (2000). *Anatomía y Fisiología*. 4ª edición. Harcourt. España, pág. 855.

Para producir orina el riñón realiza tres procesos encadenados (Fig. 1):

- 1) Filtrado glomerular: base del funcionamiento renal.
- 2) Reabsorción tubular: permite la recuperación de la mayor parte del filtrado y ajusta los parámetros de volumen, osmolalidad y pH.
- 3) Secreción tubular: permite el ajuste de la potasemia, la eliminación de protones y la depuración de aniones y cationes orgánicos, entre ellos fármacos (3).

Filtración.

La filtración es el primer paso en el procesamiento de la sangre, es un proceso físico que ocurre en cada uno de los 2.5 millones de corpúsculos renales. A medida que la sangre fluye a través de los capilares glomerulares, el agua y los pequeños solutos se filtran desde la sangre hacia la cápsula de Bowman. Los únicos constituyentes de la sangre que no salen son los sólidos sanguíneos (células) y la mayor parte de las proteínas plasmáticas. La filtración tiene lugar a través de la membrana capsuloglomerular. La filtración desde el glomérulo hasta la cápsula de Bowman se produce por la misma razón que se filtra de otros capilares hacia el líquido intersticial, es decir, por la existencia de un gradiente de presión (5).

Reabsorción.

La reabsorción es el segundo paso de la formación de la orina, tiene lugar por mecanismos de transporte activos y pasivos en cualquier lugar de los túbulos renales. La mayor parte del agua y de los electrólitos (generalmente) de los nutrientes es reabsorbida en los túbulos proximales. El resto del túbulo reabsorbe comparativamente mucho menos. Se cree que el túbulo proximal reabsorbe el sodio y otros iones de la siguiente manera: los iones de Na^+ son transportados de manera activa fuera de la luz del túbulo hacia los capilares peritubulares. El sodio entra en la célula gracias a un gradiente de concentración mantenido por el transporte activo de sodio en el exterior del otro lado de la célula (5).

Secreción.

Además de la reabsorción, las células tubulares también tienen participación en la secreción de ciertas sustancias. La secreción tubular significa la salida de sustancias fuera de la sangre hacia el líquido tubular. La rama descendente del asa de Henle elimina urea por medio de la difusión (5).

Los túbulos distal y colector secretan potasio, hidrógeno y iones amonio. Transportan activamente iones potasio (K^+) o iones hidrógeno (H^+) desde la sangre hasta el líquido tubular, intercambiándolos por iones sodio (Na^+), que difunden de nuevo hacia la sangre. La secreción de potasio aumenta cuando se incrementa la concentración de aldosterona en sangre. La aldosterona, una hormona de la corteza adrenal, actúa sobre las células de los túbulos distal y colector y aumenta su actividad de bombeo de sodio-potasio que extrae sodio del túbulo e introduce potasio en el mismo. La secreción de iones H^+ se incrementa cuando aumenta la concentración de los mismos en sangre. Los iones amonio se secretan en el líquido tubular mediante difusión fuera de las células tubulares, donde son sintetizadas (5).

El riñón es capaz de ajustar el pH de la orina, entre límites muy amplios que van de 4.5 a 8.5 excretando iones ácidos o alcalinos para conservar un pH plasmático regularmente constante alrededor de 7.4 (3).

El análisis de la orina puede suministrar información valiosa acerca del estado del organismo. El volumen y el peso específico de la orina indican el estado de hidratación del organismo. Los sujetos que han limitado la ingestión de líquidos producen muy poca orina, y la concentración de electrólitos y solutos en este volumen reducido puede ser relativamente alta (orina hipertónica). Por el contrario, un sujeto que ha ingerido gran cantidad de líquidos aumenta la producción de agua en la orina y en consecuencia, la concentración de solutos puede ser relativamente baja (orina hipotónica) (4).

Si una enfermedad altera el metabolismo corporal o la función renal, pueden aparecer en la orina restos de sustancias que no se presentan normalmente, o los componentes habituales aparecen en cantidades anormales (3).

Es muy importante recordar que hay tres principios que rigen el equilibrio hidroelectrico de los compartimientos corporales.

1. Los solutos tienden a desplazarse desde los compartimientos de mayor a los de menor concentración (Equilibrio químico).
2. El agua tiende a desplazarse desde compartimientos muy diluidos (baja osmolalidad) a muy concentrados (alta osmolalidad) (Equilibrio osmótico).
3. Los iones tienden a desplazarse siguiendo la influencia de sus campos eléctricos como tratar de neutralizar las cargas (Equilibrio eléctrico o electroneutralidad).

Estos tres principios antes mencionados son de capital importancia, ya que cualquier cambio en la composición de los líquidos corporales determinará variaciones del volumen de los compartimientos y generará trastornos. Por eso es fundamental tener el balance de los líquidos y los solutos del organismo. En sujetos normales el sistema nervioso regula el balance hidrosalino a través del control de las pérdidas y las ganancias (ingestión), para lograr un equilibrio casi perfecto.

El agua entra en el organismo por el tracto digestivo por medio de los líquidos que bebemos y los alimentos que ingerimos. El agua entra en el organismo, es decir, se añade al volumen líquido total a partir de sus miles de millones de células. Cada célula produce agua al catabolizar los alimentos, agua que llega al torrente sanguíneo. El agua suele abandonar el organismo a través de cuatro vías: los riñones (orina), los pulmones (agua del aire espirado), la piel (mediante difusión y a través del sudor) y el intestino (heces). Según el principio cardinal del equilibrio hídrico, el volumen total de agua que entra en el organismo es igual al volumen que abandona el mismo. En resumen, la ingesta de líquidos equivale por lo general a su eliminación (2).

Los riñones mantienen la osmolaridad corporal total dentro de un rango bastante estrecho a pesar de amplias variaciones de ingestión de líquido. Esta necesidad de ajustar la osmolaridad de la orina final se origina, por lo general, en la diversidad de ingesta de agua y sal. Para cumplir este objetivo la excreción de solutos y agua es regulada en forma independiente por los riñones (6).

La absorción de un litro de agua en el tracto gastrointestinal produce un cambio mínimo, casi imperceptible, en la osmolaridad plasmática. Este cambio, es, sin embargo, suficiente para incrementar el volumen urinario (2).

La respuesta de los riñones a un cambio repentino en una ingesta de NaCl tarda habitualmente varias horas o días en función del calibre del cambio. Así pues, los individuos tienen un **balance positivo de Na⁺** (ingesta superior a la excreción) o un **balance negativo de Na⁺** (ingesta inferior a la excreción). Sin embargo, al final de esta fase, se establece un nuevo estado de equilibrio, y de nuevo la ingesta iguala a la excreción (1).

Cuando la concentración plasmática de bicarbonato es baja, todo el bicarbonato filtrado se reabsorbe, pero cuando la concentración plasmática es alta, por ejemplo, mayor de 26 a 28 mEq/L (umbral renal para HCO₃) aparece HCO₃ en la orina y ésta se vuelve alcalina. Por el contrario, cuando el HCO₃ plasmático cae por debajo de 26 mEq/L, el valor en el que todo el H⁺ secretado se utiliza para reabsorber HCO₃ más iones H⁺ quedan disponibles para combinarse con otros aniones amortiguadores. Por tanto, mientras más disminuye la concentración plasmática de HCO₃⁻, más ácida se vuelve la orina y mayor es su cantidad de amonio (4).

MATERIAL Y EQUIPO

1 probeta de 100 ml para medir la orina.
1 densímetro de orina
Tubos de ensaye
Tiras reactivas de orina
Termómetro
Jabón y escobillones
Recipientes para recolección de orina
Vasos desechables

MATERIAL BIOLÓGICO

Todos los alumnos que asistan a la práctica, excepto los casos de enfermedad o las alumnas cuyo periodo menstrual esté presente.

REACTIVOS

1 litro de agua purificada
3 cucharadas de sal
100 ml de jugo de arándano o betabel
2 cervezas (250ml)

PROCEDIMIENTO

Condiciones experimentales

Los alumnos se dividirán en diversos grupos:

- El equipo 1 no ingiere líquido alguno (grupo control).
- El equipo 2 ingiere 1 litro de agua purificada
- El equipo 3 ingiere 500 ml de agua con 3 cucharadas de sal diluida.
- El equipo 4 ingiere 2 cervezas (250 ml).
- El equipo 5 ingiere 100 ml de jugo de arándano o betabel
- El equipo 6 debe realizar una dieta proteica durante dos días antes de la práctica (cantidad y tipo de alimento proteico).

Antes de comenzar, se recogen muestras de orina como control. Luego, se recogen muestras de orina cada 30 min (30, 60 y 90 min). Para esto el alumno debe tomar agua constantemente durante la práctica. Los recipientes deben estar bien rotulados, cerrados y limpios por fuera. Manipular todas las muestras y análisis de las mismas con guantes.

Análisis de las muestras de orina

A) Análisis macroscópico o físico.

- 1) *Volumen de orina y flujo.* Transferir la orina recogida en cada periodo a una probeta graduada y medir el volumen de líquido excretado. Expresar los resultados en forma de ml de orina formada por minuto y en relación con el total de orina producido (flujo).
- 2) *Olor de la orina.* El olor suave típico es el propio de la orina normal. Los olores anormales se enumeran en la siguiente tabla:

Olor	Causa
Fétido	Infección urinaria
Frutal	Cetonas
A ratón	Fenilcetonuria
Rancio	Tirosinemia
Sulfuroso	Consumo de espárragos
A col	Déficit de absorción de metionina

- 3) *Color.* El color normal de la orina es amarillo ambarino, desde casi incoloro si se ha consumido gran cantidad de agua hasta oscuro si se ha perdido agua por intensa sudoración. Las coloraciones anormales se enumeran en la siguiente tabla:

Color	Causa
Ambar intenso	Deshidratación
Anaranjado	Bilirrubina, nitrofurantoina o fenazopiridina
Amarillo verdoso	Bilirrubina más biliverdina
Verde	Infección por pseudomonas
Azul verdoso	Antidepresivos o miorelajantes
Rosa	Presencia de glóbulos rojos
Rojo	Alta cantidad de hemoglobina o mioglobina, menstruación, consumo alto de remolacha, o rifampicina.

4) *Densidad*. La densidad de la orina se mide con un hidrómetro especial denominado densímetro urinómetro. La calibración de flotador del densímetro se verificará poniéndola en agua destilada (lectura aproximada de 1000). Para la lectura, se llena la probeta casi completamente con la orina del intervalo en estudio, dejando caer lentamente el densímetro en la orina y preferencialmente en el centro de la probeta. La densidad se obtiene leyendo la escala del flotador que coincida con el nivel de la orina. No olvide anotar el valor de la lectura. Después de cada lectura, enjuague cuidadosamente y seque el densímetro para uso subsecuente. Cabe señalar que el valor normal oscila entre 1.015 y 1.025.

B) Análisis químico.

Verter la orina en un tubo de ensaye hasta 1ml antes del borde e introducir la tira reactiva. Esperar unos segundos a que se impregne con la muestra, sacarla y escurrir. Por diferencia de color, con la etiqueta del recipiente para cada parámetro, determine los valores de lo siguiente:

- *Nitritos*. Se detectan sólo en las infecciones urinarias, siendo un marcador temprano de cistitis, pielonefritis. También es útil para valorar el éxito de la antibioterapia en infecciones urinarias.
- *Leucocitos*. Más de 5 se considera algo anormal, indicativo de infección, como en la cistitis o la pielonefritis. Sobre todo, si se acompaña de ardor al orinar, orina turbia o con mal olor, dolor, debilidad y cansancio. Suele dar positivo junto con los nitritos en esos casos.
- *Sangre*. Su presencia se denomina hematuria. Sus causas son múltiples, desde menstruación, infecciones, enfermedad renal, agrandamiento de la próstata, cálculos en el riñón o la vejiga y cáncer. Generalmente coincide con la observación de eritrocitos en el sedimento urinario.
- *Urobilinógeno*. Da el color normal a la orina. Es normal detectar hasta 1 mg/dl de urobilinógeno (1UE o unidad de Ehrlich). Se incrementa en la hepatopatía y en las anemias hemolíticas. El estreñimiento prolongado también puede elevar sus valores.
- *Proteínas*. La orina posee una cantidad normal de proteínas menor de 10 mg/dl. Estas incluyen la microglobulina, la proteína de Tamm-Horsfall y proteínas prostáticas, seminales o vaginales. Es anormal un valor igual o superior a 30 mg/dl (proteinuria).
- *pH*. La concentración de hidrogeniones en orina puede oscilar entre amplios valores, de modo que es normal un pH entre 4,8 y 8 en función, sobre todo, de la dieta seguida por el individuo. Las causas más frecuentes de orina ácida son una dieta proteica, la diarrea, tomar jugo de arándanos, y medicamentos como la fosfomicina y el mandelato de metenamina para tratar la bacteriuria. Las causas principales de orina básica son una dieta vegetariana, la hiperventilación y los vómitos.
- *Cetonas*. Son la acetona, el ácido acetoacético y el ácido beta-hidroxibutírico. Las cetonas no suelen estar presentes en la orina. La presencia de cetonas tiene lugar en la acidosis diabética, el ayuno prolongado, la inanición, la malabsorción, vómitos y tras una actividad física extenuante.

- *Bilirrubina*. No se detecta en orina. Su presencia es un indicador temprano de hepatopatía.
- *Glucosa*. La glucosa no está presente en la orina, su presencia es indicativo de diabetes mellitus.

C) Análisis microscópico:

1. Verter la orina en un tubo de ensaye para centrífuga hasta 2ml antes del borde.
2. Centrifugar a 400 g ó 1500 rpm durante 5 minutos en una centrífuga en la que los tubos queden horizontales al girar.
3. Decantar el resto del sobrenadante cuidadosamente, llegando la inclinación del tubo solo a una posición horizontal. Colocar el tubo en posición vertical nuevamente.
4. Agregar una o dos gotas de colorante para sedimento urinario en el tubo de ensayo.
5. Transferir 1 gota a un portaobjetos y cubrir con un cubreobjetos de 22 x 22.
6. Se observa en el microscopio a 10 y 40X.
7. Describir la presencia de células, cristales, bacterias y otras estructuras presentes por campo apoyados de un Atlas de sedimento urinario.
8. Disponer de los residuos de orina conforme a las indicaciones del docente.

RESULTADOS

Llenar la tabla siguiente y comparar las diversas condiciones experimentales con los demás compañeros.

Sexo:	Peso corporal:	Condición experimental:
Hora de la última micción antes de la prueba:	Alimento ingerido:	Volumen bebido:

Muestra/ hora	Vol	Flujo	Turbidez	Olor	Color	Densidad	pH	Nitritos	Leucitos
0 min									
30 min									
60 min									
90 min									

Muestra/ hora	Sangre	Urobilinógeno	Proteínas	Cetonas	Bilirrubina	Glucosa	Sedimento urinario
0 min							
30 min							
60 min							
90 min							

CONCLUSIÓN

El hallazgo obtenido en la práctica / Se cumplió o no el objetivo propuesto.

CUESTIONARIO

1. Mencione los órganos principales del sistema urinario.
2. ¿Cuáles son las principales diferencias entre el plasma, el filtrado glomerular y la orina?
3. ¿Cuáles son los tres procesos que se llevan a cabo en la nefrona para producir orina?

4. ¿Qué es una nefrona y cuál es su función?
5. ¿Cómo influye la presión sanguínea sobre la filtración?
6. ¿Cómo se reabsorben el agua y el cloruro de sodio en el túbulo proximal?
7. ¿Cómo se evalúan las anomalías en el estado de líquidos corporales?
8. ¿Cómo se intercambia líquido entre los compartimientos extracelular e intracelular?
9. ¿Por qué se requiere que la orina sea hipertónica?
10. ¿Por qué es importante el equilibrio del agua en la homeostasia normal?

REFERENCIAS

1. Berne Robert M., Levy Matthew N. (2001). **Fisiología**. 3ª edición. Harcourt. España. Pág. 408
2. De Mária y Campos Otegui V. **Guía práctica para la estandarización del procesamiento y examen de las muestras de orina**. BIORAD. Disponible e. https://www.abm.org.ar/docs/campanas/erc/guiapractica_examen_orina.pdf
1. Drucker C. Rene. (2003). **Fisiología Médica**. El Manual Moderno. México. Pág. 235.
2. Dvorkin Mario A., Cardinali Daniel P. (2003) **Bases Fisiológicas de la Práctica Médica**. 13ª edición. Médica Panamericana. México. Págs. 408-409, 422
3. Ganong William F. (2004). **Fisiología Médica**. 19ª edición. El Manual Moderno. México. Pág.780
4. Gary A. Thibodeau, Kevin T. Patton. (2000). **Anatomía y Fisiología**. 4ª edición. Harcourt. España. Págs. 831-835
3. Guyton Arthur C., Hall John E. (2002). **Tratado de Fisiología Médica**. 10ª edición. McGraw Hill - Interamericana. México. Pág. 339
4. Thibodeau Gary A., Patton Kevin T. (2000). **Anatomía y Fisiología**. 4ª edición. Harcourt. España. Pág. 858
5. Tórtora Grabowski. (2002). **Principios de Anatomía y Fisiología**. 9ª edición. Oxford. México. Págs. 952-953
5. Walsh Patrick C., Retik Alan B. (2004). **Urología**. 8ª edición. Médica Panamericana. Argentina. Págs. 213-215

PRÁCTICAS COMPLEMENTO

PRÁCTICA 19. SENTIDO DEL GUSTO

DURACIÓN: 1.5 h

OBJETIVO

Identificar los cuatro sabores básicos por medio de los botones gustativos.

GENERALIDADES

Los sentidos químicos comprenden el gusto y el olfato. Estos sentidos permiten detectar sustancias químicas en la comida, el agua y la atmósfera. Los receptores sensitivos para el gusto son los botones gustativos. Los botones gustativos son quimiorreceptores y se estimulan por las sustancias químicas disueltas en la saliva. La mayor parte se encuentran en la lengua, pero algunos están en el paladar, la faringe, la laringe y la porción superior del esófago. Se distribuyen en distintos grupos sobre las **papilas** (4).

Las **papilas fungiformes** son estructuras con forma de hongo, de las cuales hay varios cientos en los dos tercios anteriores de la lengua. Los botones gustativos de estas papilas responden fundamentalmente a las sustancias dulces y saladas, pero también a las agrias (1).

Las **papilas foliadas** son estructuras plegadas que se encuentran en el borde posterior de la lengua y sus botones gustativos responden mejor a los estímulos agrios (1).

Las **papilas caliciformes** son grandes estructuras redondas, rodeadas por una depresión; se encuentran en la región posterior de la lengua y responden a las sustancias amargas (1).

Un botón gustativo consta de un grupo de unas 50 células receptoras gustativas junto con células de soporte y células basales. Las células gustativas experimentan una continua renovación gracias a la diferenciación de las células de soporte a partir de las células basales. Las membranas apicales de las células gustativas tienen unas microvellosidades que sobresalen formando un poro gustativo, donde entran en contacto con la saliva. Las moléculas receptoras de las microvellosidades reconocen las sustancias químicas de la saliva. Las células gustativas tienen contactos sinápticos con las terminaciones nerviosas aferentes primarias (1).

Sensaciones primarias del gusto.

Estudios psicofisiológicos y neurofisiológicos han identificado al menos trece posibles o probables receptores de sustancias químicas en las células gustativas que son: dos receptores de sodio, dos receptores de potasio, un receptor de cloruro, un receptor de adenosina, un receptor de inosina, dos receptores de sabor dulce, dos receptores de sabor amargo, un receptor de glutamato y un receptor de hidrogeniones (2).

Para el análisis práctico del gusto, se han agrupado las capacidades receptoras citadas en cuatro categorías generales denominadas **sensaciones primarias del gusto**. Estos son: agrio, salado, dulce y amargo (2).

Sabemos que una persona puede percibir literalmente cientos de sabores distintos. Se supone que todos ellos son combinaciones de las sensaciones elementales, del mismo modo que todos los colores representan combinaciones de los tres colores primarios (2).

Sabor agrio. El sabor agrio está producido por ácidos, es decir, por la concentración de hidrogeniones, y la intensidad de la sensación de gusto es aproximadamente proporcional al **logaritmo** de la concentración de **hidrogeniones**. Esto es, cuanto más ácido sea el alimento, más agria será la sensación (2).

Sabor salado. El sabor salado está provocado por sales ionizadas, en particular por la concentración de iones sodio. Las propiedades del sabor varían en cierto modo de una sal a otra, ya que las sales despiertan también otras sensaciones del gusto aparte del salado. Los cationes de las sales, sobre todo los de sodio, son los responsables principales del sabor salado; los aniones también contribuyen, aunque menos (2).

Sabor dulce. El sabor dulce no está producido por una sola clase de sustancias químicas. Una lista de algunos de los grupos de sustancias que producen este sabor incluiría azúcares, glicoles, alcoholes, aldehídos, cetonas, amidas, ésteres, aminoácidos, ciertas proteínas pequeñas, ácidos sulfónicos, ácidos halogenados y sales inorgánicas de plomo y berilio. La mayoría de las sustancias que producen sabor dulce son compuestos orgánicos. Curiosamente, pequeños cambios de la estructura química, como la adición de un radical simple, motivan a menudo el paso del sabor dulce al amargo (2).

Sabor amargo. El sabor amargo, al igual que el dulce, no está producido por un único tipo de compuesto químico; de nuevo, las sustancias que inducen el sabor amargo son casi todas orgánicas. Se conocen dos clases de sustancias en particular que causan sensaciones de sabor amargo:

- 1) Las sustancias orgánicas de cadena larga que contienen hidrógeno, y
- 2) Los alcaloides. Los alcaloides comprenden muchas de las sustancias empleadas en fármacos, como quinina, cafeína, estricnina y nicotina (2).

Algunas sustancias que al principio tienen sabor dulce dejan un regusto amargo. Esto sucede con la sacarina, rechazada por algunas personas (2).

El sabor amargo, si es muy intenso, suele hacer que la persona o el animal rechacen la comida. Esta constituye, sin duda, una función esencial de la sensación de gusto amargo con un fin concreto, ya que muchas de las toxinas mortales halladas en plantas venenosas son alcaloides y todas ellas producen un sabor intensamente amargo que suele motivar su rechazo (2).

FUNDAMENTO

El gusto es un sentido que funciona por mecanismos químicos pero requiere que se disuelvan las moléculas estimulantes para que sean detectadas (5).

El gusto permite distinguir sólo cuatro tipos principales de estímulos, cada uno de los cuales se percibe con mayor agudeza en una región concreta de la lengua. Estos sabores son: **dulce** en la punta de la lengua; **ácido** en los lados de la lengua; **amargo** en la parte dorsal de la lengua y; **salado** en la mayor parte de la lengua, pero sobre todo en los lados (Fig. 1). Todos los sabores diferentes que se pueden percibir constituyen combinaciones de estos cuatro, como chocolate, pimienta, café, etc., junto con el efecto aportado por el sentido del olfato. Además existe evidencia de que el ser humano presenta un quinto tipo de receptor específico que se ha denominado **UMAMI** (por glutamato monosódico y otras fuentes de glutamato). También se ha sugerido que el ser humano puede presentar una modalidad distinta del gusto para el agua. (3)

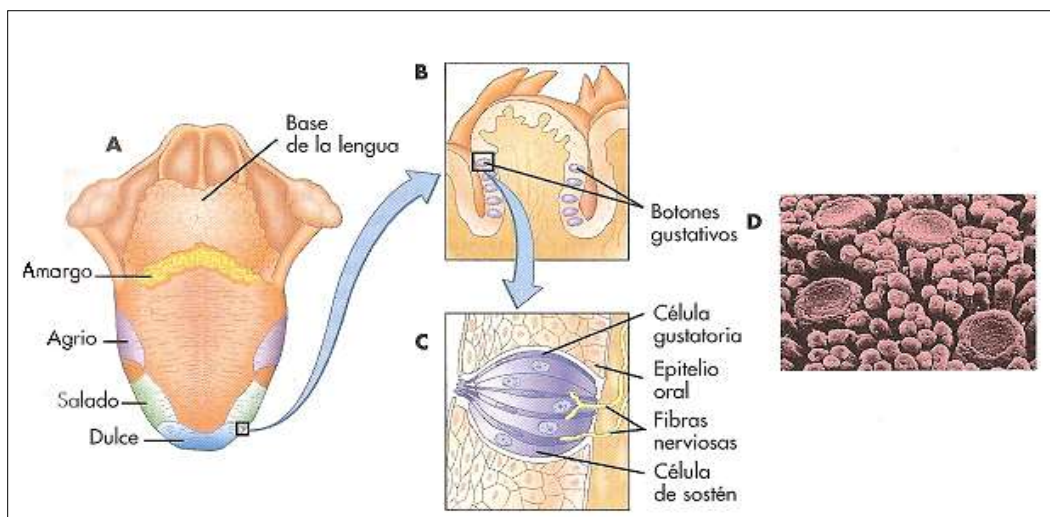


Fig. 1. La lengua. A: Cara dorsal y regiones sensibles a diversos sabores. B: Corte de una papila con botones gustativos al lado. C: Vista aumentada de un corte de un botón gustativo. D: Microfotografía electrónica de barrido de la superficie lingual que muestra las papilas en detalle.

MATERIAL Y EQUIPO

Lupa
 Agua purificada 500 ml
 Caja de gases
 Torundas de algodón
 Paliacate
 Torundas de algodón o gasa
 Aplicadores de algodón
 Recipiente para residuos químicos y biológicos

MATERIAL BIOLÓGICO

Alumnos voluntarios

REACTIVOS

Solución de Sacarosa al 10%
 Solución de Cloruro de sodio al 20%
 Ácido Acético al 1%
 Solución de sulfato ferroso (disolver una tableta en 50ml)
 Café líquido
 Salsa de soya
 Salsa picante

PROCEDIMIENTO

1. Antes de iniciar la práctica vendar los ojos al sujeto voluntario y colocar algodones o gasas en la nariz de manera que le permita respirar, aunque con dificultad. Esto con la finalidad de que no asocie el color, textura u olor de las soluciones con un sabor en específico.
2. Pedir al sujeto que saque la lengua. Con una lupa identificar las zonas ricas en papilas y botones gustativos. Localizar también las papilas caliciformes y las fungiformes.
3. Lavar la lengua del sujeto y secar con un pedazo de gasa.
4. Humedecer la torunda de algodón o aplicador con algunas gotas de solución de sacarosa. Aplicar la torunda en la punta de la lengua y decir al sujeto que anote el sabor percibido. Lavar y secar la lengua con una gasa. Estudiar de la misma manera la punta de la lengua con otras torundas humedecidas con las otras tres soluciones. En cada caso se emplea una nueva torunda, lavar y secar la lengua cuidadosamente en cada prueba. Si el sujeto es muy sensible a los sabores, enjuagar con agua abundante entre cada aplicación y diluir al doble todas las soluciones.
5. Repetir la maniobra aplicando las torundas mojadas en soluciones problemas a los lados, el tercio anterior, el tercio medio y el tercio posterior del órgano. La aplicación debe ser muy

ligera evitando que las soluciones difundan en una zona amplia. Anotar los resultados graduando la intensidad de la sensación gustativa como:

- Intensa (++++)
- Moderada (+++)
- Leve (++)
- Escasa (+)
- Nula (0)

5. Disponer de los residuos de soluciones y materiales conforme a las indicaciones del docente.

OBSERVACIONES

Describir sus observaciones y llenar la siguiente tabla. Comparar el sabor detectado en las diferentes zonas y su intensidad.

Intensidad y localización

Zona de la lengua dulce	Salado	Ácido	Amargo	Metálico	Picante
Punta					
Bordes					
Tercio posterior					
Tercio anterior					
Tercio medio					
Superficies dorsales					

CONCLUSIÓN

El hallazgo obtenido en la práctica / Se cumplió o no el objetivo propuesto.

CUESTIONARIO

1. ¿A qué tipo de receptores pertenecen los botones gustativos?
2. Además de los cuatro sabores básicos, ¿Qué otros sabores existen?
3. ¿Cómo se genera un potencial receptor en las células gustativas?
4. ¿Qué relación existe entre el sentido del gusto y el sentido del olfato?
5. ¿Qué es el UMAMI?
6. Explique el mecanismo por el cual se lleva a cabo la detección de sabores.

REFERENCIAS

1. Berne Robert M., Levy Matthew N. (2001). **Fisiología**. 3ª edición. Harcourt. España. p. 108-109
2. Guyton Arthur C., Hall John E. (2002). **Tratado de Fisiología Médica**. 10ª edición. McGraw Hill - Interamericana. México. p. 741
3. Stuart Ira Fox. (2003). **Fisiología Humana**. 7ª edición. McGraw Hill Interamericana. España.p. 253
4. Thibodeau Gary A., Patton Kevin T. (2000). **Anatomía y Fisiología**. 4ª edición. Harcourt. España. p. 453
5. Tórtora Grabowski. (2002). **Principios de Anatomía y Fisiología**. 9ª edición. Oxford. México. p. 520-521

PRÁCTICA 20. DISECCIÓN DE UN OJO DE RES Y PRUEBAS DE VISIÓN

DURACIÓN: 1.5h

OBJETIVO

Realizar una disección de un ojo de mamífero para distinguir sus componentes, el papel que juega cada uno de ellos en recibir los estímulos de la luz, las características de la imagen formada en la retina y la función del ojo.

GENERALIDADES

Una de las funciones de la visión es el reconocimiento de objetos en condiciones distintas. El color y la brillantez de los objetos cambia con la iluminación; el tamaño aparente cambia con la distancia. La perspectiva cambia con el punto de vista la percepción binocular en profundidad. Asimismo. Las características de los objetos como textura, detalles, complejidad de contornos, puede utilizarse para hacer identificaciones en condiciones diferentes. Por ejemplo, la textura puede indicar si una superficie es sólida, mientras que si no hay textura podría indicar que hay agua o aire. Las discontinuidades den la textura indican los entornos de los objetos y los cambios abruptos en las superficies (1).

La detección visual en diferentes especies

Aunque se cree que algunos animales pueden ver en la completa oscuridad, la realidad es que es necesaria la presencia de la luz, reflejada en sus ojos desde los objetos a su alrededor. Es decir, sin luz no hay visión. Como luz, entendemos a partículas discretas de energía (fotones) que viajan a una velocidad de 300,000 Km/seg que pueden tener también propiedades de ondas de energía. En el caso de la luz visible, esta comprende las radiaciones electromagnéticas situadas en una longitud entre 380 y 800 nm. Existen dos propiedades importantes de la luz: longitud de onda y la intensidad, ya que respectivamente determinan la percepción del color y el brillo (3).

La capacidad de detectar diferentes longitudes de onda varía mucho entre las especies. Por ejemplo, los gatos pueden ver menos colores que los humanos, mientras que los primates perciben el color de manera similar. Los roedores como el hamster, las ratas y las ardillas son monocromáticos. Algunos reptiles, peces, insectos y crustáceos distinguen otros colores fuera del espectro visible; las serpientes distinguen el infrarrojo, las abejas el ultravioleta pero no el infrarrojo, los pichones no ven el índigo ni el violeta y los venados ven el naranja fluorescente. Es interesante hacer notar, que en el caso de los infantes humanos, no ven el violeta (2,3).

Asimismo, ninguna descripción de la visión en los vertebrados sería completa sin considerar que los ojos vienen en pares. Al tener un ojo a cada lado de la cabeza, la mayoría de vertebrados pueden ver muy bien en todas las direcciones sin tener que mover la cabeza, sin embargo, en el caso de los primates, al tener los ojos situados al frente, se sacrifica la capacidad para ver lo que hay detrás de su cabeza. No obstante, en los primates esta disposición les da la habilidad de crear imágenes tridimensionales para percibir profundidad. El movimiento de los ojos en estos animales se coordina para proyectar las imágenes a cada una de las dos retinas. Para ello, los ojos deben girar ligeramente hacia adentro cuando detectan imágenes cercanas, lo que se conoce como convergencia. En este proceso, es notorio que la imagen que llega a las retinas es distinta (disparidad binocular) y mientras mayor sea esta diferencia, se podrá construir una percepción tridimensional a partir de las imágenes bidimensionales de la retina (4).

FUNDAMENTO

Mecanismo de la Visión

La luz entra al ojo a través de la **córnea** (cubierta transparente ubicada en la parte frontal del mismo). La luz pasa a través de la **pupila** (abertura al centro del iris, que es la parte coloreada). Ante una luz brillante, los músculos del **iris** (banda de tejido contráctil en forma de rosquilla que da el color azul, marrón o verde al ojo) se contraen para empujarse y así proteger al ojo del daño. El ajuste del tamaño de la pupila en respuesta a los cambios de luz determina si hay mayor sensibilidad (habilidad para detectar la presencia de objetos tenuemente iluminados) y la agudeza (habilidad para ver los detalles de los objetos). La contracción del iris ayuda a ver en un medio muy brillante objetos con mayor nitidez y mayor profundidad de foco. Por el contrario, cuando hay poca luz, se dilata dejando pasar más luz, con lo que disminuye la agudeza y aumenta la sensibilidad. Una vez dentro del cristalino la luz pasa a la **retina** (revestimiento fotosensible situado en la parte posterior del ojo). El **cristalino** cambia de forma para enfocar los objetos sobre la retina: se curva o vuelve cilíndrico cuando los objetos están cerca de los ojos (mediante relajamiento de los ligamentos que sujetan a cada cristalino causado por los músculos filiares) y se aplana cuando están distantes (mediante contracción de los ligamentos a causa de relajación de los músculos filiares). A la propiedad del cristalino de cambiar de forma para enfocar las imágenes se le llama **acomodación**. La retina es una estructura compuesta por células en cinco capas: receptoras, células horizontales, células bipolares, células amadrinas y células ganglionares retinianas. En la retina hay una depresión llamada **fóvea** que es una zona de unos 0.33 cm de diámetro en donde se forman las imágenes más nítidas, fuera de ella, la agudeza desciende hasta en un 50%. En este sitio la capa de células ganglionares retinianas se adelgaza para disminuir la distorsión de la luz incidente. En la retina, las células fotorreceptoras son sensibles a la parte del espectro electromagnético que comprende la luz visible. Son de dos tipos **bastones** (120 millones) y **conos** (8 millones). Los bastones responden a la variación de luz oscuridad (sensibles a aun a poca iluminación) mientras que los conos responden a la luz-oscuridad y color (son sensibles a mayores iluminación). Para distinguir algo sin mucho detalle se emplea más los bastones y para realizar actividades meticulosas como leer, escribir, etc., los conos. La fóvea tiene exclusivamente conos y en la periferia predominan los bastones, aunque la cantidad de éstos últimos es mayor en la hemi-retina nasal (próxima a la nariz) que en la temporal (próxima a las sienes) debido a que la nariz impide la entrada de luz a los bordes de las hemi-retinas temporales y no se requieren tantos receptores en esa zona. Ambos receptores se unen a células bipolares; cada cono a una célula y varios bastones a una. El proceso mediante el cual se vuelven más sensibles los conos (10 min) y los bastones (30 min) a poca estimulación luminosa, se denomina **adaptación a la oscuridad**. El proceso inverso es la **adaptación a la luz** y dura unos segundos. Si por alguna razón, la estimulación de los receptores permaneciera constante, los ojos se adaptarían completamente, se volverían insensibles y ya no se vería nada, por eso, el ojo realiza pequeños movimientos involuntarios (luego de 3 fijaciones/seg) llamados sacádicos, que desenfocan la luz para que no pase mucho tiempo en los mismos conos y bastones, además de mejorar la agudeza, porque la fóvea integra las imágenes de dichas fijaciones impedir que desaparezca el mundo mientras parpadeamos. La demostración de esto fue hecha por Pritchard en 1961, cuando se sometió a sujetos a una imagen estabilizada (que se mueve a la par con la retina) y luego de pocos segundos de visión, la imagen desaparece dejando un campo gris sin detalles. Los resultados indican que la función de los movimientos de los ojos es mantener la imagen de la retina en movimiento hacia delante y hacia atrás a lo largo de los receptores para asegurarse que los estímulos estén en constante cambio (2).

Las regiones sensoriales de la corteza cerebral son de tres tipos diferentes: primarias, secundarias y de asociación. La corteza **sensorial primaria** de un sistema es la región que recibe la mayor parte de entrada directamente de los núcleos de relevo talámico de ese sistema. Una parte de la información es conducida a lo largo de vías paralelas directamente a la corteza visual secundaria. Una de estas vías transcurre desde el colículo superior al núcleo pulvinar del tálamo hasta la corteza estriada (3). La **corteza sensorial secundaria** es la región de la corteza sensorial que recibe la mayor parte de las señales de la corteza sensorial primaria y la **corteza de asociación** es la que recibe las señales de más de un sistema sensorial. La retina está casi exclusivamente conectada a una región particular del cerebro llamada la **corteza estriada** o **visual primaria**, también conocida como **área V1** a través de un relevo previo con el **núcleo geniculado lateral del tálamo** (4).

Teorías sobre la visión

Nuestra idea del cerebro visual es resultado de una evolución de más de veinte años. Hasta mediados de los años setenta. Los primeros neurólogos tenían la idea errónea de que los objetos transmitían códigos visuales en la que la luz que emitían o reflejaban hacía que las imágenes quedaran impresas en la retina, a manera de placa fotográfica, posteriormente estas impresiones se transmitirían a la corteza visual la cual analizarían los códigos o claves (decodificación) contenidas en la imagen para atribuirles significado a partir de las impresiones similares experimentadas con anterioridad (4).

En la década de los años sesenta, se pensaba que los sistemas sensoriales eran jerárquicos, homogéneos funcionalmente y seriales. Sin embargo actualmente el modelo actual de la organización sensorial indica que las interacciones entre estos tres tipos de cortezas se caracterizan por tres principios básicos organización jerárquica, segregación funcional y procesamiento paralelo (3). La **organización jerárquica** se refiere a que hay asignados niveles o rangos específicos de neuronas que responden a estímulos de complejidad y especificidad crecientes. La **segregación funcional** es un principio opuesto al de las regiones corticales funcionalmente homogéneas (actuaban conjuntamente para una misma función), ya que cada una de estas regiones contienen funcionalmente distintas funciones y se especializan en diferentes tipos de análisis. El **procesamiento paralelo** hace referencia al análisis simultáneo de una señal llevado a cabo de diferentes maneras por parte de vías paralelas múltiples de una red neuronal.

Alteraciones de la Visión

Un **escotoma** es la región de la corteza visual primaria en donde hay ceguera en el campo visual contralateral de ambos ojos. Se determina mediante una prueba de perimetría (determinar la percepción visual de cada ojo cuando se le presentan destellos visuales en diferentes posiciones en una pantalla). Algunos de estos pacientes experimentan el fenómeno de **cierre visual** (completan la información aunque no la perciban) por lo que no son conscientes de su problema y otros experimentan **hemianópsia** (escotoma que cubre la mitad del campo visual). Cuando la información del núcleo geniculado lateral llega directamente a áreas especializadas sin pasar por V1 debido a una lesión en la misma, se produce la **visión ciega**, que ocurre cuando las personas responden a estímulos visuales a pesar de no ser conscientes de ello, lo que interpretan como “adivinations” (3). Henschen en década de los ochentas descubrió que la lesión sufrida en cualquier parte de la vía que conecta a la retina con V1 y en menor medida con V2 y V3 causa **ceguera absoluta** y Flechsing a finales del siglo XIX indicó que mientras algunas zonas de V1 estaban maduras desde el nacimiento, las regiones que rodean a V1 continuaban su desarrollo posterior, como si dependieran de la adquisición de la experiencia. Más adelante, con estudio en pacientes con **ceguera mental** (que

creían ver pero no comprendían lo que veían), se sugirió que estas regiones eran receptáculos de las funciones psíquicas superiores (4).

Los pacientes con lesiones en la corriente dorsal fallan en las pruebas de localización y movimiento por requieren ejecutar tareas, mientras que los de lesión ventral fallan en reconocimiento visual porque las pruebas implican informes verbales y por lo tanto conscientes (3).

La **agnosia** es la falta de reconocimiento (gnosis= conocer) no atribuible a un déficit sensorial, verbal o intelectual. Hay varios tipos de agnosias visuales; la **propasognosia** es una agnosia visual para las caras, de **movimiento** (no reconocer el movimiento por lesiones en V5), de **objetos** (no reconocer los objetos) y del **color** (no se reconocen colores). En el caso de la propasognosia se ha determinado que la alteración es a nivel de la corriente ventral, porque mientras algunos pacientes reconocen algunos objetos, otros tienen problemas globales para reconocer objetos que pertenecen a clases complejas. La corriente dorsal en estas personas puede estar intacta. Granel y Damaio (1988) fueron los primeros en demostrar el reconocimiento facial en los propasognósicos: cuando se les mostraron caras indicaron no conocerlas, pero si eran familiares, incrementaron su respuesta de conductancia de la piel, indicativo de que las reconocían inconscientemente (3).

Las lesiones de V4 causan **acromatopsia**, visión sólo en matices de gris en donde no se puede evocar colores de tiempos previos a la lesión. Por el contrario, el envenenamiento con monóxido de carbono (hipoxia) causa **cromatopsia**, es decir, disminución de la visión en todas sus formas excepto en la percepción de color, por lo que dichas personas sólo pueden identificar objetos basándose en su color (4).

Si la región V1 está sana, el reconocimiento de formas, profundidad y movimientos sigue intacto. Las lesiones de V5 causan **acinetopsia**, es decir incapacidad de ver y comprender el mundo en movimiento. Estos pacientes ven esfumarse y desaparecer objetos en movimiento.

MATERIAL Y EQUIPO

Charola de disección
Estuche de disección
Portaobjetos limpio
Guantes de látex
Cubrebocas
Recipientes para residuos químicos y biológicos

MATERIAL BIOLÓGICO

Espécimen fresco de ojo de res (máximo de 24 h previos al experimento) enjuagado y colocado en agua bajo refrigeración
Alumnos voluntarios

REACTIVOS

PROCEDIMIENTO

A) Disección del ojo de res

- 1) Emplear en toda la práctica guantes y cubrebocas. Si el espécimen tiene párpados, se cortarán con las tijeras o el bisturí suavemente. Se retirará el resto de tejido conectivo y grasa que rodea al globo ocular hasta que sólo se observen los músculos que permiten el movimiento del ojo. Se cuidará de no cortar el tallo blanco correspondiente al nervio óptico. (Figura 1).
- 2) Se observará la esclerótica y la córnea (de mayor curvatura que la esclerótica) y luego se insertará la punta de las tijeras o el bisturí en la parte posterior del globo ocular, exactamente por encima del nervio óptico. Se atravesará la esclerótica, capa dura exterior del ojo para cortar el nervio óptico, dejando un orificio de unos 5 mm, el cual se cubrirá con un portaobjetos limpio para evitar que salga el líquido gelatinoso del globo ocular (humor vítreo).

- 3) Se levantará suavemente el ojo con todo y el portaobjetos y se sostendrá frente a los propios ojos, con la finalidad de ver la parte anterior del ojo a través del orificio. Cuando se mueva el globo ocular en diferentes direcciones se apreciarán las imágenes de los objetos enfrente del mismo (Figura 2).
- 4) Se colocará el globo ocular en la bandeja de disección con la córnea hacia abajo y penetrando con las tijeras el globo ocular, se cortará en dos partes (anterior y posterior). Se removerá el humor vítreo y al separar el cristalino de la córnea, saldrá un líquido transparente e incoloro (humor acuoso).
- 5) Se cortará alrededor de la córnea hasta separarla y levantarla, lo que permitirá la observación de una porción muscular, el iris. El orificio a través del iris (pupila), permitirá observar en donde se sitúa el cristalino.
- 6) Se examinará el cristalino por delante y por detrás, notando que está unido al globo ocular por medio de una banda circular de fibras delicadas. En los especímenes más frescos, es posible explorar la elasticidad del cristalino, observando como aumenta su convexidad para enfocar imágenes de objetos cercanos y la disminuye cuando se enfocan objetos distantes.
- 7) Se examinará la mitad posterior del ojo, observando en orden las siguientes capas: esclerótica, coroides y retina. La primera es dura y blanquecina, la segunda oscura debido a que está muy pigmentada y vascularizada y la tercera muy delgada y transparente; donde se encuentran las células nerviosas especializadas conocidas como conos y bastones (receptores de luz) (Figura 3).
- 8) Se distinguirá como disco óptico a la región por donde sale el nervio óptico y que suele denominarse punto ciego, debido a que no contiene conos ni bastones.
- 9) Al término de la práctica, se recogerá el material quirúrgico y los restos de tejidos se colocarán en bolsas especiales para RPBI.

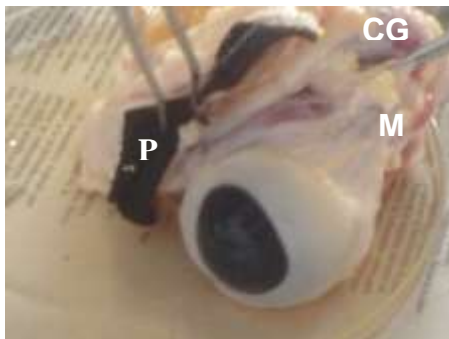


Figura 1. Ojo de res. Se observa el párpado (P), parte del tejido conectivo y graso (CG), así como los músculos que sujetan al globo ocular (M).



Figura 2. Perforación en la parte posterior del globo ocular cubierta con un portaobjetos a través de la cual se observaron imágenes del ambiente.

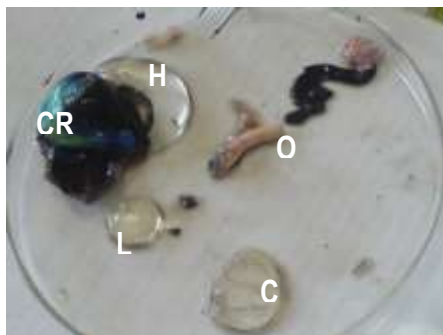


Figura 3. Componentes del ojo. Nervio óptico (O), coroides y retina (CR), humor vítreo (H), cristalino (L), córnea (C).

B) Pruebas de visión

Con ayuda de un videoproector y computadora, el docente compartirá diversas imágenes para que de forma individual realicen los voluntarios la detección de formas, colores, movimiento y profundidad. Elegir por equipo a 2 voluntarios de diferente sexo que será los que representen a sus equipos compartiendo los datos de la práctica.

RESULTADOS

Describir y realizar esquemas de lo observado en la disección de un ojo de res. Complete la Tabla con las pruebas de visión.

Sexo / Percepción	Forma	Color	Movimiento	Profundidad
Mujer				
Hombre				

CONCLUSIONES

El hallazgo obtenido en la práctica / Se cumplió o no el objetivo propuesto.

CUESTIONARIO

1. ¿Qué sucede cuando envejece la vista?
2. ¿Qué tipo de lentes se emplean para corregir los defectos usuales de visión? Dibújalas.
3. ¿Qué condiciones pueden causar miosis o midriasis?
4. Lista fármacos o drogas que modifiquen la percepción visual.

REFERENCIAS

1. Gutiérrez-García, AG. **Apuntes de clase y práctica de laboratorio. Procesos Psicológicos Básicos.** Unidad 1. Sensopercepción. Semestre lectivo febrero-agosto 2006.
2. Morris CHG. (2001). **Mecanismo de la percepción, la consciencia y la atención.** En: Psicología. 9ª. Capítulo 10. Prentice-Hall. Madrid. p. 83-131.
3. Pinel, JP (2000). **Biopsicología.** 4ª. Ed. Madrid. Prentice-Hall. p. 183-215.
4. Fantz, RL (1961). **El origen de la percepción de formas.** En: Thompson, R (1979). Trad. del inglés por Juan Manuel Ibeor, et al. Scientific American. p. 71-77.

PRÁCTICA 21. AUDICIÓN

DURACIÓN: 1.5 h

OBJETIVO

Conocer las características físicas de las ondas sonoras y su relación con la percepción auditiva.

GENERALIDADES

Importancia de la audición

El sistema auditivo y vestibular constituyen mecanismos de supervivencia al permitir a los organismos protegerse de los peligros, orientarse en el espacio (distinguir sonidos por su distancia) y establecer sistemas de comunicación. En el caso particular del ser humano le permiten además el uso de un lenguaje (sistema de comunicación con sintaxis), la apreciación musical y asociar sonidos con situaciones emocionales. Los sonidos agudos como el llanto de un bebé se asocian con situaciones de alerta y provocan ansiedad, mientras que los sonidos graves como el arrullo materno tranquilizan (2).

Los principios de la Gestalt aplicados al sistema auditivo sugieren que el cerebro genera patrones sonoros distinguibles y con sentido a partir de los principios de continuidad (melodía completada por dos instrumentos musicales distintos), figura-fondo (distinguir sonidos unos delante de otros), proximidad (sonidos y silencios en música), semejanza (voces juntas en un coro) y cierre (completar un final en una melodía).

El sonido

Los sonidos son vibraciones del aire que estimulan al sistema auditivo. Se pueden considerar a las ondas sonoras como los cambios en la presión provocados cuando las moléculas de aire o fluido chocan unas con otras y después se separan, transmitiendo energía en cada choque (Morris, 2001). Es decir, durante la vibración, las ondas se comprimen o condensan y luego se enrarecen (adquieren presión negativa). El requisito para que dichas vibraciones lleguen al sistema auditivo es que se transmitan por un medio homogéneo como el aire, el agua e incluso, los huesos de la cabeza, que permitan el paso de dicha energía. Al fenómeno de resistencia que encuentra el sonido para su transmisión se denomina **impedancia acústica** (3).

Los sonidos que normalmente escuchamos son un conjunto complejo de ondas sinusoidales (5,7). Las tres propiedades principales de los sonidos son la **frecuencia**, que se mide en ciclos por segundo, ondas/ seg o Hertz (Hz); la **amplitud** (λ), que representa la altura o magnitud de la onda, se mide en nanómetros (nm) y el **timbre**, cualidad o textura de un sonido determinada por varias frecuencias de armónicos. La frecuencia determina el **tono** de un sonido (alto= mayor vibraciones/seg o bajo= menores vibraciones/seg), mientras que la amplitud y la frecuencia determinan la **sonoridad**, intensidad o volumen de un sonido, que se mide en decibeles (dB). Los instrumentos musicales producen armónicos, es decir, ondas sonoras complementarias que son múltiplo de la frecuencia del tono básico, pero diferentes entre sí. El complejo patrón de armónicos determina el timbre. La relación entre la magnitud del estímulo acústico y la magnitud de la sensación auditiva provocada, sigue la **ley de Weber-Fechner** que indica que para que un estímulo pueda ser diferenciado de otro que lo haya precedido, debe aumentar su intensidad en una proporción constante con respecto al estímulo original (3). Los seres humanos escuchamos vibraciones moleculares que oscilan entre 20 y 20,000Hz (5,7), mientras que organismos como la rata pueden detectar frecuencias de 40,000; el murciélago y la ballena hasta de 98,000 Hz, los

cuales son importantes para su sistema de ecolocalización (2). Cuando las ondas sonoras son largas en relación a un objeto situado en su trayectoria, lo envuelven, mientras que los tonos altos irradian en línea recta (3).

Los sonidos se clasifican en **tonos** y **ruidos**, la diferencia entre ambos es que los primeros son vibraciones periódicas regulares que al ser oídas pueden ser descompuestas en sus componentes, mientras que el ruido son vibraciones irregulares al azar que no pueden desdoblarse en componentes más simples. Entre los sonidos musicales están los sencillos (producidos por vibraciones sinusoidales), los compuestos (producidos por vibraciones complejas formadas de sonidos sencillos) y los complejos (6). La intensidad de un sonido puede variar notablemente: desde 15 dB para sonidos en un bosque, 60dB en la voz humana, 80dB el ruido de una moto hasta 110-130 dB en una discoteca o un avión en vuelo. Esta última gama de intensidades se corresponde con el umbral auditivo al dolor (2). La experiencia puede modificar las sensaciones que se tienen de los ruidos y los sonidos; los sonidos de grupos africanos los interpretan como tonos pero para nuestra civilización será ruido (3).

FUNDAMENTO

El oído

El oído humano tiene tres partes encargadas de funciones diferentes: a) el **oído externo** (amplifica la resonancia que encauza el sonido hacia b) el **oído medio**, un amplificador mecánico que transmite el sonido hacia c) el **oído interno**, que convierte la energía sonora en impulsos nerviosos que se transmiten al cerebro (3).

El oído externo consta de la **oreja, pabellón u oído visible** y el **canal auditivo** (meato externo) que tiene unos 2.5 cm de longitud, está torcido y es un poco más grande en sus extremos que en el centro. Sus vellosidades expulsan el polvo y a partículas extrañas y cerca de 2,000 glándulas de cerilla o cerumen lubrican el canal y el tímpano. Este canal amplifica cerca de 7 veces la frecuencia de un sonido. El oído medio se conforma por el **tímpano**, membrana delgada transparente colocada a través del canal para exponer el máximo de su superficie y que vibra al recibir un sonido; los huesecillos auditivos (**martillo, yunque y estribo**) que son casi del tamaño de las letras de esta página (1).

La **cóclea** o caracol está llena de líquido y tiene 3 cavidades: cavidad timpánica, coclear y vestibular. La cóclea contiene una membrana interna que es el órgano receptivo de la audición, el **órgano de Corti**. Este órgano consta de dos membranas: **basilar** (a lo largo, flexible) y **tectorial** (rígida). La membrana basilar es el apoyo de las **células ciliadas** receptoras externas e internas de la audición, mientras que la membrana tectorial se apoya sobre las células ciliadas externas. Los receptores auditivos son clasificados como exteroceptores, mecanoreceptores y células independientes asociadas a neuronas aferentes bipolares (2). La membrana basilar es más rígida cerca de las ventanas oval y circular y se va gradualmente haciendo flexible a su extremo o ápice. La ventana **redonda o circular** es una membrana elástica en la pared de la **cóclea** que se encarga de igualar la presión en el oído medio cuando el estribo golpea contra la ventana oval. La **corteza auditiva primaria** se localiza en la fisura lateral y está rodeada por varias zonas de corteza auditiva secundaria. La corteza auditiva está organizada en columnas funcionales, es decir, que verticalmente responden de manera óptima a los sonidos de un mismo rango de frecuencia. La organización tonotópica cortical se refiere a que las regiones anteriores de esta corteza responden a frecuencias altas (parte central de la corteza auditiva conectada con la membrana basilar basal) y las regiones posteriores a frecuencias bajas (parte lateral de la membrana basilar apical). De las investigaciones de Rauscher, Tian y Hauser (1995) se determinó que los sonidos complejos como

los gritos de los monos eran eficaces para activar a las neuronas secundarias, más que a las primarias, por lo que la organización de la corteza auditiva es jerárquica (7).

Fisiología de la audición

Las **ondas sonoras** viajan desde el **pabellón** hacia el **canal auditivo** y provocan la vibración de la membrana del **tímpano**. Con el fin de conseguir una compatibilidad acústica entre el medio aéreo y el líquido y disminuir la reflexión, las estructuras del oído medio actúan como una palanca. Así, las vibraciones se transfieren a los huesecillos del oído medio: **martillo**, **yunque** y **estribo**. Este último, transmite la vibración a la **ventana oval**, la que a la vez, lo transfiere al fluido de la **cóclea** o **caracol**. Cuando se empieza a mover el fluido en la cóclea, la **membrana basilar** es empujada hacia abajo y hacia arriba, ondulándose en respuesta a los movimientos del fluido coclear. La vibración llega entonces a los cientos de minúsculas células ciliadas del órgano de Corti las cuales se flexionan y estiran por las vibraciones. La inclinación del penacho ciliar se mueve hacia el **estereocilio** más alto, se abren canales selectivos a calcio cerca de los extremos de los estereocilios y permiten que los iones potasio fluyan a favor de un gradiente electroquímico. La despolarización de la célula ciliada por un lado abre canales de calcio y por otro libera neurotransmisor (acetilcolina) en las terminales nerviosas del nervio auditivo, lo que provoca un potencial de acción del nervio coclear (2). Si las fibras se doblan una cien trillonésima de metro, la célula envía potenciales de acción en los axones del **nervio auditivo** (una ramificación del octavo par craneal, el nervio auditivo-vestibular con cerca de 30,000 fibras) hacia **cerebro**, el cual reúne la información de estas células para crear los sonidos. Finalmente, las vibraciones del fluido coclear se disipan a través de la **ventana redonda** (5,7). El cerebro a su vez envía señales a las células ciliadas que reduce su sensibilidad al sonido en general o a las ondas sonoras de una frecuencia en particular. Aunque se desconoce su propósito (5), se cree que frenan impulsos nocivos que puedan ocasionar alucinaciones auditivas.

El sentido de la audición es bilateral porque envía mensajes a ambos hemisferios cerebrales. La estación de relevo en la que cruzan las fibras nerviosas de los oídos es la médula, en el **mesencéfalo**. Desde allí, se envían mensajes a otras regiones cerebrales para controlar el movimiento de los ojos, la cabeza y los oídos. Otros axones viajan a la **formación reticular** para poner en alerta o anular mensajes sonoros y el resto llega a las **áreas auditivas en los lóbulos temporales** de ambos hemisferios cerebrales (7).

Las distintas frecuencias del sonido estimulan a las células ciliadas en distintos puntos a lo largo de la membrana basilar; las frecuencias más altas producen más activación cerca de las ventanas. Al igual que en la cóclea, la mayoría de las células auditivas se alinean según la frecuencia. La organización del sistema auditivo es **tonotópica**; debido a que hay muchos sonidos diferentes rodeándonos, los sonidos son agrupados en categorías diferentes y luego son combinados de manera que se distingue cada fuente de sonido complejo independientemente una de otra. Los axones de cada nervio auditivo establecen sinapsis con los **núcleos cocleares ipsilaterales**, dando una rama para el núcleo coclear ventral y otra para el dorsal. El núcleo **coclear ventral** recibe en su porción más ventral fibras provenientes de las partes más flexibles de la cóclea (sonidos de frecuencias bajas) y en su porción más **dorsal** recibe fibras de la porción rígida (sonidos de alta frecuencia). Desde estos sitios, múltiples proyecciones conducen a las **olivas superiores** en el mismo nivel. Cuando un sonido se origina en la izquierda, llega primero al oído izquierdo, en donde es más alto. Algunas de las olivas superiores medias responden a ligeras diferencias en el tiempo de llegada de la señal a los dos oídos, mientras que algunas de las olivas superiores laterales responden a ligeras diferencias en la amplitud de los sonidos en los dos oídos. En los mamíferos, las

dos olivas se proyectan hacia el colículo superior e inferior (7). Los axones de las células olivares se proyectan a través del lemnisco lateral hasta los **colículos inferiores**, donde establecen sinapsis con las neuronas que se proyectan hacia los núcleos **geniculados mediales del tálamo** (NGM), los cuales a su vez se proyectan hacia la corteza auditiva primaria o circunvolución de Heschl. Algunas fibras se conectan con la **sustancia reticular** del mesencéfalo, con los **núcleos oculomotores** y las vías descendentes bulbo-espinales. Luego, las señales de cada oído son transmitidas a la corteza auditiva ipsi y contralateral temporal superior (áreas 41 y 42 de Brodman).

Teorías sobre la audición

Una de ellas sugiere que el sistema auditivo lleva a cabo un análisis de Fourier, es decir, un análisis matemático que descompone las ondas sonoras complejas en sinusoidales, es decir, que considera que independientemente de su complejidad, los tonos pueden reducirse a la suma de varias curvas sinusoidales simples denominadas armónicos (3,7).

La sonoridad parece depender de cuántas neuronas se activan; mientras mayor sea el número que dispara, se percibirá mayor sonoridad. Para explicar el tono hay dos puntos de vista básicos: la **Teoría de la localización de Helmholtz**, que afirma que el cerebro determina el tono, localizando el lugar en la membrana basilar en la que el mensaje es más potente. De esta manera, los sonidos de más alta frecuencia producen una vibración mayor en la base rígida de la membrana basilar y los sonidos de baja frecuencia provocan lo opuesto en las partes más flexibles de la membrana. Por otro lado, la **Teoría de la frecuencia** de la discriminación del tono afirma que la frecuencia de las vibraciones de la membrana basilar como un todo, que se traduce en una frecuencia de impulsos nerviosos equivalentes. Así, si un haz ciliado se estira y flexiona rápidamente las células envían mensajes de alta frecuencia. Sin embargo, las neuronas no disparan tan rápido como la frecuencia de los sonidos recibidos, por lo que surge un tercer principio, el de la **Andanada o descarga**, que indica que las neuronas disparan secuencialmente, una después de otra y que en cuanto se recobran disparan de nuevo, para enviar impulsos más rápido al cerebro que sólo una neurona (5). Aunque no se ha determinado cuál de las teorías es la correcta, pero la de la frecuencia explica bien la respuesta de los oídos de hasta 4,000Hz y por arriba de esta, la de la localización parece explicar mejor lo que ocurre.

La **teoría mecanoeléctrica de Davis** (3) postula que en estado de reposo existe una diferencia de potencial entre ambas superficies de la membrana de la célula ciliada en contacto con la endolinfa, que origina un flujo de corriente a través de la célula, desde su polo apical hasta el basal; este potencial puede generarse en el metabolismo propio de la célula (potencial de membranas) o de otras estructuras vecinas (estría vascular). El desplazamiento de los cilios hace variar la resistencia de la membrana de las células ciliadas a este paso de energía eléctrica. El desplazamiento de los cilios disminuye la resistencia, despolarizando la célula, lo que causa liberación de mediador químico (probablemente acetilcolina) y excitación de la fibra nerviosa. Así, la teoría mecanoeléctrica del funcionamiento de las células ciliadas se basa en el concepto de que la deformación o desplazamiento de los cilios produce un cambio en la impedancia de la membrana celular.

Alteraciones auditivas

En mamíferos no humanos, las lesiones bilaterales completas de la corteza auditiva primaria no producen un déficit permanente en la detección de la presencia de sonidos, aunque se afecte incluso parte de la corteza secundaria. Sin embargo, dichas lesiones alteran la capacidad de localizar sonidos breves y de reconocer secuencias rápidas y complejas de sonidos (7).

La sordera es uno de los problemas de audición más comunes. Se debe a defectos en el oído medio (tímpano, martillo, yunque o estribo). Otros casos ocurren porque la membrana basilar o el nervio auditivo están dañados. Las infecciones, la exposición a ruidos intensos e incluso los aeróbicos de alto impacto pueden provocar sordera parcial o total. Los audífonos pueden hacer que se recupere parcialmente la audición, al amplificar los sonidos que se reciben. Los implantes cocleares también ofrecen esperanzas siempre y cuando el nervio auditivo esté intacto. Martin Lenhardt y cols (1991) descubrieron que personas con sordera profunda pueden comprender palabras emitidas a altas frecuencias por proyección directa a los huesos del cráneo, por lo que se piensa que hay otro órgano distinto a la cóclea que recoge y descifra sonidos, como el sáculo, parte del sistema vestibular (5). Al respecto, algunos autores opinan que aunque las ondas se amplifican al viajar por el oído medio, el sonido también puede transmitirse por otras vías. Por ejemplo, por el aire encerrado en el oído medio o por conducción ósea (huesos del cráneo), sin pasar por el oído interno ni el medio. Es por ello que nos podemos escuchar al hablar, realzando las frecuencias más bajas, por lo que en la mayoría de las grabaciones de la propia voz parecen poco naturales, aflautadas o desconcertantes (3).

Algunas personas en lugar de no escuchar lo suficiente escuchan demasiado o bien, escuchan zumbidos constantes de alta frecuencia que persisten aun en silencio llamados *tinnitus*. Este sonido parece venir desde adentro del oído y en cerca del 1% de la población se vuelve molesto por su intensidad. En ocasiones es provocado por el flujo sanguíneo de los vasos cercanos al oído interno, aunque generalmente se origina en alguna parte del cerebro (5).

Cambios auditivos con la edad

Con el envejecimiento, las estructuras auditivas se deterioran: el tímpano con frecuencia se hace más grueso y los huesecillos del oído interno y otras estructuras se afectan también. La disminución de la audición, especialmente a sonidos de alta frecuencia y en personas que durante mucho tiempo o en su juventud se expusieron a ruido se denomina presbiacusia. La agudeza de la audición puede declinar levemente, comenzando alrededor de los 50 años, debido posiblemente a cambios en el nervio auditivo y se estima que el 30% de todas las personas mayores de 65 años presentan un deterioro auditivo significativo. La pérdida auditiva conductiva se presenta cuando el sonido tiene problemas para pasar a través del oído externo y medio, por ejemplo cuando hay un tapón de cera. La pérdida auditiva neurosensorial comprende daño del oído interno, del nervio auditivo o del cerebro (en su capacidad para procesar o "traducir" los sonidos en información significativa) y puede o no responder al tratamiento (4).

MATERIAL Y EQUIPO

Diapasón
Copa de cristal sin borde
Agua
Silbato
Grabadora de sonidos o teléfono celular
Muestras de sonidos diversos
Test de rango auditivo

MATERIAL BIOLÓGICO

Alumnos voluntarios

REACTIVOS

Agua

PROCEDIMIENTO

1) Identificación de sonidos por su timbre.

Con ayuda de un videoprojector y computadora, el docente compartirá diversos sonidos para que de forma individual realicen los voluntarios la identificación por su timbre. Elegir por equipo a 2 voluntarios de diferente sexo que será los que representen a sus equipos compartiendo los datos de la práctica. Se registrarán el número de aciertos respecto al total de sonidos generados en el test.

2) Identificación de la voz propia.

Se pide a los voluntarios que lean en voz alta la siguiente frase y la graben con ayuda de su teléfono celular: “Soy Pedro Navajas, no soy entonado, pero tengo algo que suplirá perfectamente mi deficiencia, un diapasón”. Cuando se tengan al menos 10 grabaciones (5 de hombre como 5 de mujeres) se les reproducen todas y los participantes tratarán de identificar su propia voz. Se registra el número de voluntarios que acertaron.

3) Identificación de la procedencia de los sonidos.

Se elegirán dos personas por equipo de acuerdo a su sexo. Por parejas se colocará una pañoleta sobre los ojos del sujeto experimental. El otro sujeto sonará un silbato a 30 cm a cada lado de los oídos, atrás o adelante, de manera no predecible. El sujeto debía indicar la procedencia del sonido con su dedo índice. Se anotarán las observaciones correspondientes y se anotará el total de posiciones de sonidos identificadas del total.

4) Determinación del rango auditivo.

Con ayuda de un videoprojector, computadora y bocina, el docente compartirá un test de determinación de rango auditivo (Hearing test). Elegir por equipo a 2 voluntarios de diferente sexo que será los que representen a sus equipos compartiendo los datos de la práctica. Al iniciar la prueba todos deben guardar silencio para tratar de detectar el primer indicio de sonido, registrando rápidamente su frecuencia en Hertz. Al desaparecer el sonido, registrar nuevamente la frecuencia en KHz.

5) Exploración de la generación de sonidos.

Se llenará una copa con agua y se producirá un sonido al frotar en forma circular su borde superior con el dedo índice húmedo. Pruebe con diferentes niveles de agua y anote sus observaciones respecto al cambio de timbre y altura.

6) Sonidos y emociones.

Se escuchará la explicación del sonido 13 y su diferencia con la escala musical temperada. Se reflexionará sobre como el cerebro percibe sonidos no familiares que pueden asociarse con emociones como la ansiedad, depresión y miedo, así como otras experiencias aprendidas.

RESULTADOS

Se realizarán dibujos de los observado y registrarán los datos obtenidos en la siguiente Tabla. Compare y discuta los hallazgos.

Variable / Sexo	Identificación del timbre	Identificación voz propia	Procedencia de los sonidos	Rango auditivo (Hz)	Generación de sonidos	Sonidos y emociones
Mujer						
Hombre						

CONCLUSIÓN

El hallazgo obtenido en la práctica / Se cumplió o no el objetivo propuesto.

CUESTIONARIO

1. ¿Por qué es importante el sentido de la audición?
2. ¿En qué difiere la audición entre los mamíferos?
3. ¿Qué gamas de sonidos puede reconocer el ser humano?
4. ¿Qué cualidades de los sonidos podemos distinguir?
5. Investiga sustancias o drogas que modifiquen la percepción auditiva.
6. ¿Cuál es el fundamento de los aparatos auditivos?

BIBLIOGRAFÍA

1. Anthony CP, Thibodeau GA (1983). **Anatomía y Fisiología**. 10a.Ed. Mc Graw-Hill. Interamericana. México, DF. p. 296-309.
2. Barón, RA. (1996). **Psicología**. 3era. Ed. Trad. del inglés por Ortiz-Salina ME. México. Prentice-Hall Hispanoamericana. p 112-113.
3. Cohen, J. (1974). **Sensación y percepción auditiva y de los sentidos menores**. Ed. Trillas. México. p. 9-50.
4. Gutiérrez-García Ana G. **Apuntes de clase y práctica de laboratorio. Procesos Psicológicos Básicos**. Unidad 1. Sensopercepción. Semestre lectivo febrero-agosto 2006.
5. Morris CHG. (2001). **Mecanismo de la percepción, la consciencia y la atención**. En: Psicología. 9ª. Capítulo 10. Prentice-Hall. Madrid. p. 99-104.
6. Mosqueira-Roldán. (1978). **Física Moderna**. Patria. 134-138.
7. Pinel, JP (2000). **Biopsicología**. 4ª. Capítulos 7 y 8. Ed. Madrid. Prentice-Hall. p. 183-215, 218-230.
8. VeriMed Healthcare Network. (2002). **Revisión sobre: Cambios en los sentidos por el envejecimiento**. North Broward Hospital District. USA. <http://www.browardhealth.org/124859.cfm>

ANEXOS.**1) REGLAMENTO INTERNO DE LA FACULTAD DE QUÍMICA FARMACÉUTICA BIOLÓGICA. LEGISLACIÓN UNIVERSITARIA. H. CONSEJO UNIVERSITARIO GENERAL, 2018.****Capítulo II****De los laboratorios**

Artículo 115. Los laboratorios son los espacios en donde se realizan prácticas para desarrollar habilidades técnico-científicas que integren los conocimientos teóricos adquiridos en el aula. El uso de las instalaciones y de los servicios prestados por los laboratorios está reservado exclusivamente para los usuarios.

Artículo 116. Son usuarios de los laboratorios, de la Facultad de Química Farmacéutica Biológica los siguientes:

- I. El personal académico;
- II. Los alumnos con inscripción vigente, de licenciatura o posgrado;
- III. El personal académico y alumnos de otras instituciones de educación superior con las que se haya acordado un convenio de colaboración; y
- IV. Las personas ajenas a la Facultad que requieran el uso de los laboratorios deberán solicitar autorización por escrito al Director de la Facultad.

Artículo 117. Los usuarios del laboratorio deberán observar lo siguiente:

- I. Utilizar bata blanca abotonada de manga larga;
- II. Utilizar el material de seguridad personal necesario como mascarilla, lentes de seguridad, guantes, cubre bocas, gorra, entre otros;
- III. En caso de que se realicen pruebas o experimentos de larga duración y cuando sea necesario dejar encendido el equipo e instrumentos como estufas u hornos durante largos periodos de tiempo, el usuario deberá comunicarlo al Técnico Académico o personal académico de tiempo completo con carga académica diversificada y asignada al laboratorio y colocar las etiquetas correspondientes a los equipos en uso;
- IV. Hacerse responsable del buen uso y manejo de los instrumentos y equipos del laboratorio y disponiendo para tal fin de los manuales correspondientes;
- V. Notificar al personal del laboratorio cualquier desperfecto observado en los equipos e instrumentos que se le otorgaron;
- VI. Devolver el equipo e instrumentos con todos los accesorios que recibió al solicitarlos;
- VII. Al término de la práctica, deben dejar limpias y libres de desechos las mesas de trabajo;
- VIII. Queda estrictamente prohibido arrojar desechos sólidos a coladeras de las mesas de trabajo y áreas destinadas al lavado de material dentro del laboratorio;
- IX. Se prohíbe fumar y jugar en los laboratorios;
- X. Las actividades como correr e ingerir alimentos o bebidas serán permitidas única y exclusivamente si lo justifica la práctica a realizar;
- XI. Para el préstamo de equipo, instrumentos o material, el usuario deberá llenar el vale correspondiente y dejar al responsable del laboratorio, su credencial vigente que lo acredita como miembro de la Facultad o una identificación oficial vigente con fotografía; para el caso de personas ajenas a la Facultad, además de los requisitos anteriores deberá tener el visto bueno del Director de la Facultad;
- XII. Reparar o reponer los materiales y equipos de laboratorio concedidos en préstamo que hayan sido dañados o extraviados, de acuerdo con las características que indique el técnico académico o personal

de tiempo completo con carga académica diversificada y asignada al laboratorio, quedando retenida la credencial del usuario involucrado hasta que se cubra el adeudo, observando lo siguiente:

- a) El adeudo deberá cubrirse a más tardar en la última semana del periodo de clases. En tanto no se cubra este adeudo no se podrá disponer de otros préstamos; y
- b) En caso de incumplimiento de la reposición del bien dañado, el adeudo correspondiente se turnará al encargado del almacén general de la Unidad de Ingeniería y Ciencias Químicas, quien informará al Director de la Facultad para la aplicación de la sanción que corresponda en términos de la legislación universitaria.

Artículo 118. El personal académico responsable de la experiencia educativa debe cumplir con lo siguiente:

- I. Entregar al técnico académico del laboratorio o personal académico de tiempo completo con carga académica diversificada y asignada al laboratorio el Programa de actividades de las prácticas a realizar; e
- II. Informar los reactivos, materiales, equipos e instrumentos que requerirá por sección, promedio de 30 alumnos, a fin de que éstos sean adquiridos o preparados oportunamente; esta información se entregará en un formato establecido que proporcionará el técnico académico o personal académico de tiempo completo con anticipación de por lo menos 5 días hábiles previos al desarrollo de la práctica.

Artículo 119. Además de las obligaciones establecidas en el Estatuto del Personal Académico el técnico académico en turno o personal académico de tiempo completo con carga académica diversificada y asignada al laboratorio, es el responsable del buen funcionamiento del mismo, así como del uso y conservación de los equipos, materiales y espacios físicos que le hayan sido asignados. Sus funciones serán las siguientes:

- I. Gestionar ante la Coordinación de Laboratorios, la adquisición de los materiales, consumibles y equipos necesarios para la realización de las prácticas programadas en el semestre inmediato, de acuerdo con los recursos disponibles;
- II. Garantizar que el académico cuente con el equipo y material necesario para realizar su práctica y deberá estar al pendiente del seguimiento de la misma, fungiendo como apoyo en su realización, sobre todo en lo relacionado al manejo de los equipos. En caso de que el personal de apoyo falte, el Técnico Académico deberá comprometerse a suplir las funciones que éste realice con la finalidad de no atrasar las prácticas programadas;
- III. Tener el material y reactivos listos antes de iniciada la sesión y de no contar con los insumos requeridos, deberá notificar al académico en la sesión anterior a fin de que éste pueda, en caso necesario, cambiar la práctica a realizar; y
- IV. Organizar y supervisar las actividades diarias que se tienen planeadas, como es la preparación de soluciones, reactivos, equipos e instrumentos a emplear, inóculo, limpieza de las áreas de trabajo, retiro de residuos químicos peligrosos o residuos peligrosos biológico infecciosos, entre otros.

Artículo 120. El personal académico titular de la experiencia educativa es responsable en los laboratorios de lo siguiente:

- I. Respetar la hora de entrada y salida, con la finalidad de optimizar los tiempos que se requieren para dar continuidad a las prácticas de otras experiencias educativas;
- II. Capacitar adecuadamente a los alumnos para el uso y manejo de reactivos, equipos y materiales de laboratorio que se vayan a requerir, pero también serán apoyados por el técnico académico en cuanto al uso de los mismos;
- III. Verificar al menos con 5 días hábiles de anticipación con el técnico académico o personal académico con carga académica diversificada y asignada al laboratorio, que estén disponibles los requerimientos para la realización de la práctica, siempre basados en la "Guía de Prácticas" de la experiencia educativa aprobado por la academia del programa educativo;

- IV. Supervisar las prácticas de laboratorio y demás actividades que deban realizar los alumnos;
- V. Estar presente en las prácticas de la experiencia educativa o en su ausencia, el Técnico Académico o personal académico de tiempo completo con carga académica diversificada y asignada al laboratorio en caso eventual de que el académico responsable de la práctica deba atender alguna comisión académica avalada por la Dirección de la Facultad, en cuyo caso deberá dejar con antelación las indicaciones necesarias para realizar la sesión experimental;
- VI. Notificar en caso de que los alumnos tengan que realizar preparaciones u observaciones para iniciar, continuar o concluir una práctica, en horario diferente al establecido para la experiencia educativa, al técnico académico o personal académico con carga académica diversificada y asignada al laboratorio con al menos dos días de anticipación, y respetando los horarios de trabajo y actividades ya programadas; y
- VII. Solicitar con una semana de anticipación por escrito al técnico académico del laboratorio correspondiente o personal académico con carga académica diversificada y asignada al laboratorio, en el formato que para tal efecto éste le proporcione al académico responsable de la experiencia educativa, la aprobación de la realización de prácticas de laboratorio extraclase, esta solicitud estará supeditada a la disponibilidad de horarios y de recursos humanos y materiales.

Artículo 121. Los usuarios o encargados de los laboratorios que incurran en una falta establecida en este Reglamento se harán acreedores a la sanción correspondiente de acuerdo con lo que establece la legislación universitaria.

Artículo 122. Para el manejo de residuos peligrosos biológico-infecciosos (RPBI) y químicos, la Facultad cuenta con un programa institucional a cargo de la coordinación de laboratorios y sustentado en las Normas Oficiales Mexicanas NOM-087-ECOL-SSA1-2002 y de la NOM-052-SEMARNAT-2005.

Artículo 123. El responsable de llevar a cabo el programa para cada tipo de residuos es el técnico académico designado por el Director de la Facultad.

Artículo 124. Para el manejo de los residuos químicos peligrosos se observará lo siguiente:

- I. Se depositarán en recipientes identificados por grupos funcionales, solventes, ácidos orgánicos, compuestos halogenados y no halogenados, entre otros, los cuales serán proporcionados por el Técnico Académico, el personal académico de tiempo completo con carga académica diversificada y asignada al laboratorio o el preparador, desde el inicio del semestre; y
- II. Los residuos químicos deberán ser tratados por los alumnos y los académicos de la experiencia educativa de acuerdo con la normatividad en materia.

Capítulo VII.

Del área de mantenimiento y resguardo de animales.

Artículo 141. El área de mantenimiento y resguardo de animales es una unidad de servicio que tiene como funciones alojar y proveer animales de laboratorio para ser utilizados en prácticas de enseñanza, procedimientos experimentales, capacitación de personal y apoyo al desarrollo de proyectos de investigación por la comunidad académica de la Facultad de Química Farmacéutica Biológica.

Artículo 142. El área de mantenimiento y resguardo de animales albergará conejos, ratas y ratones para uso exclusivo en enseñanza, permitiendo a los alumnos adquirir conocimientos, habilidades y destrezas requeridas en el programa educativo de Químico Farmacéutico Biólogo y podrá albergar otras especies autorizadas por la normativa de conformidad con los programas educativos.

Artículo 143. El responsable del área de mantenimiento y resguardo de animales por cada turno será designado por el Director de la Facultad, y sus funciones son:

- I. Verificar que los animales albergados en esta área cuenten con agua y alimento suficiente;
- II. Verificar que las cajas y jaulas de estancia de los animales, se mantengan limpias y con suficiente material de cama, aserrín o viruta;
- III. Establecer y mantener pie de cría para el abasto de animales utilizados en docencia e investigación;
- IV. Verificar el cumplimiento del rol de limpieza y mantenimiento del área; y
- V. Para cumplir eficientemente con estas funciones, se contará con el apoyo del personal técnico y manual que está capacitado para el manejo de animales.

Artículo 144. Son considerados usuarios del área de mantenimiento y resguardo de animales:

- I. Personal académico que impartan o reciban experiencias educativas en las que se empleen animales de experimentación;
- II. Alumnos adscritos a la Facultad de Química Farmacéutica Biológica; y
- III. Los alumnos que realicen proyectos de investigación en la Facultad o bien alumnos de posgrado afín, que realicen sus experimentos bajo la dirección de un académico adscrito a la Facultad de Química Farmacéutica Biológica.

Artículo 145. Los usuarios, deberán observar lo siguiente:

- I. Solicitar oportunamente el material biológico y cumplir con lo establecido en la Norma Oficial Mexicana NOM-062-ZOO-1999, el Reglamento de la Ley de Protección a los Animales para el Estado de Veracruz de Ignacio de la Llave 2012 y el Reglamento de Bienestar y Protección a los Animales para el Municipio de Xalapa, Veracruz 2013;
- II. No introducir materiales ajenos al área; y
- III. No fumar, ni introducir e ingerir alimentos o bebidas.

Artículo 146. Los servicios que se ofrecen en el área de mantenimiento y resguardo de animales serán gratuitos.

Artículo 147. El uso de los servicios del Área de Mantenimiento y Resguardo de Animales es de lunes a viernes y el horario de servicio estará en función de las actividades académicas programadas. Durante los fines de semana, periodos de vacaciones o días de descanso obligatorio, el ingreso está sujeto a aprobación, previa solicitud al responsable y a la Dirección de la Facultad, indicando el nombre de la o las personas que ingresan y el horario en que lo hacen.

En caso de ser autorizado se deben sujetar a las disposiciones del responsable.

Artículo 148. Para ser usuario autorizado del área de mantenimiento y resguardo de animales se requiere:

- I. Identificarse mediante credencial vigente o talón de cheque;
- II. Solicitar los servicios al encargado o responsable;
- III. Realizar un registro de datos completos; y
- IV. Firmar una carta compromiso.

Artículo 149. Los usuarios del área de mantenimiento y resguardo de animales deberán observar lo siguiente:

- I. Conocer y cumplir con las disposiciones del presente Reglamento;
- II. Registrarse en los formatos especiales antes de ingresar a estas instalaciones;
- III. Usar bata blanca de manga larga, guantes y cubre bocas, así como registrarse en la bitácora ubicada en la entrada;

- IV. Introducir los materiales y eliminar los desechos por las vías indicadas;
- V. Actualizar de manera semestral su registro como usuario, presentando su credencial vigente o su arancel de inscripción, en el caso del personal académico, talón de cheque;
- VI. Rotular sus materiales y animales con los cuales realizan experimentación. En la etiqueta de rotulación indicar la metodología a seguir, número de animales, sexo, nombre del usuario y vigencia de almacenamiento. Cualquier objeto o sustancia que no esté rotulado debe ser desechado;
- VII. Informar específicamente las condiciones de mantenimiento de animales de acuerdo con lo requerido para la experimentación; y
- VIII. Ante la duda respecto del funcionamiento o los procedimientos establecidos dentro del área de mantenimiento y resguardo de animales, el usuario debe preguntar al personal encargado o responsable.

Artículo 150. Sólo se permite el acceso al Área de Mantenimiento y Resguardo de Animales a los usuarios autorizados, los cuales pueden ingresar con un máximo de dos personas simultáneamente. Si el usuario requiere asistir en días no laborables, es necesario informar por escrito al encargado del Área de Mantenimiento y Resguardo de Animales.

Artículo 151. Queda prohibido en el interior del área de mantenimiento y resguardo de animales:

- I. Fumar;
- II. Introducir y consumir alimentos o bebidas;
- III. Masticar chicle;
- IV. Aplicarse cosméticos y perfumes;
- V. Hablar en voz alta, gritar, reírse a carcajadas, chiflar o hacer ruidos estruendosos; y
- VI. Utilizar equipos que produzcan ruidos o timbres que perturben a los animales tales como radios, teléfonos celulares y radio-localizadores.

Artículo 152. Se prohíbe entrar a áreas no autorizadas o restringidas o visitar el área de mantenimiento y resguardo de animales con niños y mascotas, introducir animales silvestres o de otras instituciones sin previa autorización del encargado de esta área.

Artículo 153. Los pasillos, área de animales y estanterías, deben permanecer limpios y secos. Estas actividades estarán a cargo del personal manual.

Artículo 154. En caso de que un usuario requiera extraer animales de las instalaciones del área de mantenimiento y resguardo de animales, lo hará a través de una solicitud por escrito al académico designado por la Dirección.

Artículo 155. Es responsabilidad del personal que labora en las instalaciones del área de mantenimiento y resguardo de animales asegurarse de que las puertas de los diferentes accesos se mantengan bien cerradas.

Artículo 156. Es responsabilidad del académico, al inicio del periodo escolar, realizar por escrito la solicitud de los animales de experimentación a utilizar en sus prácticas de laboratorio. Las solicitudes son atendidas en estricto orden de recepción. Todas las solicitudes están sujetas a la disponibilidad de los animales. Si durante el primer mes del inicio del periodo escolar semestral los académicos no hacen su requisición de animales de laboratorio no se les proporcionara posteriormente.

Artículo 157. Las solicitudes de animales realizadas por los alumnos deben hacerse con un tiempo mínimo de 48 horas antes de la práctica y considerando la solicitud previa del académico. Estas

solicitudes deben estar firmadas por el solicitante y por el encargado del área de mantenimiento y resguardo de animales.

Artículo 158. Después de la práctica, los animales deben ser regresados al área de mantenimiento y resguardo de animales y entregados a la persona responsable.

Artículo 159. Cuando algún animal no se haya recuperado del procedimiento al que fue sometido, es obligación de los alumnos vigilarlo en las instalaciones del área de mantenimiento y resguardo de animales y tomar las decisiones necesarias para procurar el bienestar del espécimen. En caso de muerte del animal, se notificará al responsable del área de mantenimiento y resguardo de animales, para su manejo como Residuo Peligroso Biológico Infeccioso (RPBI).

Artículo 160. Es obligación de los alumnos avisar con la debida anticipación al personal del área de mantenimiento y resguardo de animales acerca de los requerimientos especiales de sus animales, como el ayuno, entre otros.

Artículo 161. En caso de no recoger los animales solicitados dentro de los tres días posteriores a la fecha de entrega, serán asignados para otros experimentos.

Artículo 162. Durante los días inhábiles el personal del Área de Mantenimiento y Resguardo de Animales está eximido de proporcionar alimento, agua y cambio de cama a los animales, por lo cual los usuarios deben organizarse en grupos para llevar a cabo estas actividades, previo conocimiento del Director y el Administrador de la Facultad.

Artículo 163. El personal del área de mantenimiento y resguardo de animales no es responsable de los animales que mueren durante la estancia, sólo se encarga de vigilar el bienestar, reportando a los alumnos la existencia de animales enfermos o en mal estado por los procedimientos realizados.

Artículo 164. Se consideran causas de suspensión del servicio del área de mantenimiento y resguardo de animales, las siguientes:

- I. Sustraer animales, mobiliario o equipo del área sin autorización;
- II. Hacer uso indebido y deteriorar en forma deliberada, el mobiliario y equipo, así como causar daños al inmueble;
- III. Incurrir en actos de violencia o malos tratos en contra de personal o de los animales; e
- IV. Incumplir reiteradamente los procedimientos operativos establecidos para el ingreso, egreso, tráfico y uso de las instalaciones y el manejo de los animales en experimentación.

Artículo 165. El incumplimiento del artículo anterior podría configurar la existencia de una falta, la cual puede ser sancionada de conformidad a la legislación universitaria.

Artículo 166. Debido a las condiciones de espacio, sólo se pueden alojar veinticuatro conejos y noventa y seis ratas, por lo cual los académicos deben respetar esta disposición para no generar conflictos internos.

A continuación, se muestra un formato de ejemplo para solicitud semestral de animales de laboratorio para prácticas de laboratorio, la cual se atiende considerando el principio de las 3R's de Russell y Burch (1959).

2) MANEJO DE RESIDUOS QUÍMICOS.

NORMA Oficial Mexicana NOM-052-SEMARNAT-2005, Que establece las características, el procedimiento de identificación, clasificación y los listados de los residuos peligrosos. Fecha de publicación: 15 de diciembre de 2005.

1. Introducción

Los residuos peligrosos, en cualquier estado físico, por sus características corrosivas, reactivas, explosivas, inflamables, tóxicas, y biológico-infecciosas, y por su forma de manejo pueden representar un riesgo para el equilibrio ecológico, el ambiente y la salud de la población en general, por lo que es necesario determinar los criterios, procedimientos, características y listados que los identifiquen.

Los avances científicos y tecnológicos y la experiencia internacional sobre la caracterización de los residuos peligrosos han permitido definir como constituyentes tóxicos ambientales, agudos y crónicos a aquellas sustancias químicas que son capaces de producir efectos adversos a la salud o al ambiente.

2. Objetivo

Esta Norma Oficial Mexicana establece el procedimiento para identificar si un residuo es peligroso, el cual incluye los listados de los residuos peligrosos y las características que hacen que se consideren como tales.

3. Campo de aplicación

Esta Norma Oficial Mexicana es de observancia obligatoria en lo conducente para los responsables de identificar la peligrosidad de un residuo.

4. Referencias

4.1 Norma Oficial Mexicana NOM-004-SEMARNAT-2002, Protección Ambiental.-Lodos y biosólidos.- Especificaciones y límites máximos permisibles de contaminantes para su aprovechamiento y disposición final, publicada en el Diario Oficial de la Federación el 15 de agosto de 2003.

4.2 Norma Oficial Mexicana NOM-053-SEMARNAT-1993, Que establece el procedimiento para llevar a cabo la prueba de extracción para determinar los constituyentes que hacen a un residuo peligroso por su toxicidad al ambiente, publicada en el Diario Oficial de la Federación (D.O.F.) el 22 de octubre de 1993, la cual ha cambiado de nomenclatura en dos ocasiones, la primera, por el Acuerdo Secretarial publicado en el D.O.F. el 29 de noviembre de 1994, siendo modificada a NOM-053-ECOL-1993 y, la segunda, por el Acuerdo emitido en el mismo órgano de difusión el 23 de abril de 2003, quedando con el nombre que aparece al inicio de esta cita.

4.3 Norma Oficial Mexicana NOM-087-SEMARNAT-SSA1-2002, Protección ambiental-Salud ambiental-Residuos peligrosos biológico-infecciosos-Clasificación y especificaciones de manejo, publicada en el Diario Oficial de la Federación (D.O.F.) el 17 de febrero de 2003, la cual cambió de nomenclatura por el Acuerdo Secretarial publicado en el D.O.F. el 23 de abril de 2003, quedando con el nombre que aparece al inicio de esta cita.

4.4 Norma Oficial Mexicana NOM-133-SEMARNAT-2000, Protección Ambiental-Bifenilos Policlorados (BPC's)-Especificaciones de manejo, publicada en el Diario Oficial de la Federación (D.O.F.) el 10 de diciembre de 2001, la cual cambió de nomenclatura por el Acuerdo Secretarial publicado en el D.O.F. el 23 de abril de 2003, quedando con el nombre que aparece al inicio de esta cita.

4.5 Norma Oficial Mexicana NOM-138-SEMARNAT/SS-2003, Límites máximos permisibles de hidrocarburos en suelos y las especificaciones para su caracterización y remediación, publicada en el Diario Oficial de la Federación el 29 de marzo de 2005.

4.6 Norma Oficial Mexicana NOM-141-SEMARNAT-2003, Que establece el procedimiento para caracterizar los jales, así como las especificaciones y criterios para la caracterización y preparación del sitio, proyecto, construcción, operación y postoperación de presas de jales, publicada en el Diario Oficial de la Federación el 13 de septiembre de 2004.

4.7 Norma Oficial Mexicana NOM-002-SCT/2003, Listado de las Sustancias y Materiales Peligrosos más usualmente transportados, publicada en el Diario Oficial de la Federación el 3 de diciembre de 2003.

5. Definiciones

Para los efectos de esta Norma Oficial Mexicana se consideran las definiciones contenidas en la Ley General del Equilibrio Ecológico y la Protección al Ambiente, la Ley General para la Prevención y Gestión Integral de los Residuos y en los Reglamentos correspondientes y las siguientes:

5.1 Constituyente Tóxico.- Cualquier sustancia química contenida en un residuo y que hace que éste sea peligroso por su toxicidad, ya sea ambiental, aguda o crónica.

5.2 CRETIB.- El acrónimo de clasificación de las características a identificar en los residuos peligrosos y que significa: corrosivo, reactivo, explosivo, tóxico ambiental, inflamable y biológico-infeccioso.

5.3 CRIT.- El acrónimo de clasificación de las características a identificar en los residuos peligrosos y que significa: corrosivo, reactivo, inflamable y tóxico ambiental.

5.4 Extracto PECT.- El lixiviado a partir del cual se determinan los constituyentes tóxicos del residuo y su concentración con la finalidad de identificar si éste es peligroso por su toxicidad al ambiente.

5.5 Fuente específica.- Las actividades que generan residuos peligrosos y que están definidas por giro o proceso industrial.

5.6 Fuente no específica.- Las actividades que generan residuos peligrosos y que por llevarse a cabo en diferentes giros o procesos se clasifican de manera general.

5.7 Ley.- La Ley General para la Prevención y Gestión Integral de los Residuos.

5.8 PECT.- Procedimiento de Extracción de Constituyentes Tóxicos.

5.9 Residuos peligrosos resultado del desecho de productos fuera de especificaciones o caducos.- Sustancias químicas que han perdido, carecen o presentan variación en las características necesarias para ser utilizados, transformados o comercializados respecto a los estándares de diseño o producción originales.

5.10 Reglamento.- El Reglamento de la Ley General para la Prevención y Gestión Integral de los Residuos.

5.11 Secretaría.- La Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales.

5.12 Toxicidad.- La propiedad de una sustancia o mezcla de sustancias de provocar efectos adversos en la salud o en los ecosistemas.

5.13 Toxicidad Ambiental.- La característica de una sustancia o mezcla de sustancias que ocasiona un desequilibrio ecológico.

5.14 Toxicidad Aguda.- El grado en el cual una sustancia o mezcla de sustancias puede provocar, en un corto periodo de tiempo o en una sola exposición, daños o la muerte de un organismo.

5.15 Toxicidad Crónica.- Es la propiedad de una sustancia o mezcla de sustancias de causar efectos dañinos a largo plazo en los organismos, generalmente a partir de exposiciones continuas o repetidas y que son capaces de producir efectos cancerígenos, teratogénicos o mutagénicos.

6. Procedimiento para determinar si un residuo es peligroso

6.1 El procedimiento para determinar si un residuo es peligroso se presenta en la Figura 1.

6.2 Un residuo es peligroso si se encuentra en alguno de los siguientes listados:

Listado 1: Clasificación de residuos peligrosos por fuente específica.

Listado 2: Clasificación de residuos peligrosos por fuente no específica.

Listado 3: Clasificación de residuos peligrosos resultado del desecho de productos químicos fuera de especificaciones o caducos (Tóxicos Agudos).

Listado 4: Clasificación de residuos peligrosos resultado del desecho de productos químicos fuera de especificaciones o caducos (Tóxicos Crónicos).

Listado 5: Clasificación por tipo de residuos, sujetos a Condiciones Particulares de Manejo.

6.2.1 Las Toxicidades aguda y crónica referidas en los Listados 1, 2, 3 y 4 de esta Norma Oficial Mexicana no están contempladas en los análisis a realizar para la determinación de las características CRIT de peligrosidad en los residuos.

6.2.2 El Anexo 1 de esta Norma Oficial Mexicana contiene las bases para listar residuos peligrosos por “Fuente Específica” y “Fuente No Específica”, en función de sus Toxicidades ambiental, aguda o crónica.

6.3 Si el residuo no se encuentra en ninguno de los Listados 1 a 5 y es regulado por alguno de los criterios contemplados en los numerales 6.3.1 a 6.3.4 de esta norma, éste se sujetará a lo dispuesto en el Instrumento Regulatorio correspondiente.

6.3.1 Los lodos y biosólidos están regulados por la NOM-004-SEMARNAT-2002.

6.3.2 Los bifenilos policlorados (BPC's) están sujetos a las disposiciones establecidas en la NOM-133-SEMARNAT-2000.

6.3.3 Los límites máximos permisibles de hidrocarburos en suelos están sujetos a lo definido en la NOM-138-SEMARNAT/SS-2003.

6.3.4 Los jales mineros se rigen bajo las especificaciones incluidas en la NOM-141-SEMARNAT-2003.

6.4 Si el residuo no está listado o no cumple con las particularidades establecidas en el inciso 6.3 se deberá definir si es que éste presenta alguna de las características de peligrosidad que se mencionan en el numeral 7 de esta Norma Oficial Mexicana. Esta determinación se llevará a cabo mediante alguna de las opciones que se mencionan a continuación:

6.4.1 Caracterización o análisis CRIT de los residuos junto con la determinación de las características de Explosividad y Biológico-Infecioso.

6.4.2 Manifestación basada en el conocimiento científico o la evidencia empírica sobre los materiales y procesos empleados en la generación del residuo en los siguientes casos:

6.4.2.1 Si el generador sabe que su residuo tiene alguna de las características de peligrosidad establecidas en esta norma.

6.4.2.2 Si el generador conoce que el residuo contiene un constituyente tóxico que lo hace peligroso.

6.4.2.3 Si el generador declara, bajo protesta de decir verdad, que su residuo no es peligroso.

7. Características que definen a un residuo como peligroso

7.1 El residuo es peligroso si presenta al menos una de las siguientes características, bajo las condiciones señaladas en los numerales 7.2 a 7.7 de esta Norma Oficial Mexicana:

- Corrosividad

- Reactividad
- Explosividad
- Toxicidad Ambiental

- Inflamabilidad
- Biológico-Infeciosa

7.1.1 Las Toxicidades aguda y crónica quedan exceptuadas de los análisis a realizar para la determinación de la característica de Toxicidad Ambiental en los residuos establecida en el numeral 7.5 de esta Norma Oficial Mexicana.

7.2 Es Corrosivo cuando una muestra representativa presenta cualquiera de las siguientes propiedades:

7.2.1 Es un líquido acuoso y presenta un pH menor o igual a 2,0 o mayor o igual a 12,5 de conformidad con el procedimiento que se establece en la Norma Mexicana correspondiente.

7.2.2 Es un sólido que cuando se mezcla con agua destilada presenta un pH menor o igual a 2,0 o mayor o igual a 12,5 según el procedimiento que se establece en la Norma Mexicana correspondiente.

7.2.3 Es un líquido no acuoso capaz de corroer el acero al carbón, tipo SAE 1020, a una velocidad de 6,35 milímetros o más por año a una temperatura de 328 K (55°C), según el procedimiento que se establece en la Norma Mexicana correspondiente.

7.3 Es Reactivo cuando una muestra representativa presenta cualquiera de las siguientes propiedades:

7.3.1 Es un líquido o sólido que después de ponerse en contacto con el aire se inflama en un tiempo menor a cinco minutos sin que exista una fuente externa de ignición, según el procedimiento que se establece en la Norma Mexicana correspondiente.

7.3.2 Cuando se pone en contacto con agua reacciona espontáneamente y genera gases inflamables en una cantidad mayor de 1 litro por kilogramo del residuo por hora, según el procedimiento que se establece en la Norma Mexicana correspondiente.

7.3.3 Es un residuo que en contacto con el aire y sin una fuente de energía suplementaria genera calor, según el procedimiento que se establece en la Norma Mexicana correspondiente.

7.3.4 Posee en su constitución cianuros o sulfuros liberables, que cuando se expone a condiciones ácidas genera gases en cantidades mayores a 250 mg de ácido cianhídrico por kg de residuo o 500 mg de ácido sulfhídrico por kg de residuo, según el procedimiento que se establece en la Norma Mexicana correspondiente.

7.4 Es Explosivo cuando es capaz de producir una reacción o descomposición detonante o explosiva solo o en presencia de una fuente de energía o si es calentado bajo confinamiento. Esta característica no debe determinarse mediante análisis de laboratorio, por lo que la identificación de esta característica debe estar basada en el conocimiento del origen o composición del residuo.

7.5 Es Tóxico Ambiental cuando:

7.5.1 El extracto PECT, obtenido mediante el procedimiento establecido en la NOM-053-SEMARNAT-1993, contiene cualquiera de los constituyentes tóxicos listados en la Tabla 2 de esta Norma en una concentración mayor a los límites ahí señalados, la cual deberá obtenerse según los procedimientos que se establecen en las Normas Mexicanas correspondientes.

7.6 Es Inflamable cuando una muestra representativa presenta cualquiera de las siguientes propiedades:

7.6.1 Es un líquido o una mezcla de líquidos que contienen sólidos en solución o suspensión que tiene un punto de inflamación inferior a 60,5°C, medido en copa cerrada, de conformidad con el procedimiento que se establece en la Norma Mexicana correspondiente, quedando excluidas las soluciones acuosas que contengan un porcentaje de alcohol, en volumen, menor a 24%.

7.6.2 No es líquido y es capaz de provocar fuego por fricción, absorción de humedad o cambios químicos espontáneos a 25°C, según el procedimiento que se establece en la Norma Mexicana correspondiente.

7.6.3 Es un gas que, a 20°C y una presión de 101,3 kPa, arde cuando se encuentra en una mezcla del 13% o menos por volumen de aire, o tiene un rango de inflamabilidad con aire de cuando menos 12% sin importar el límite inferior de inflamabilidad.

7.6.4 Es un gas oxidante que puede causar o contribuir más que el aire, a la combustión de otro material.

7.7 Es Biológico-Infecioso de conformidad con lo que se establece en la NOM-087-SEMARNAT-SSA1-2002, referida en el punto 4 de esta Norma.

8. Procedimiento para la evaluación de la conformidad

8.1 Las muestras para determinaciones analíticas deben ser tomadas directamente a la salida del proceso o del área de almacenamiento en su caso, de conformidad con los procedimientos establecidos en la Norma Mexicana correspondiente y deberán ser representativas del volumen generado, considerando las variaciones en el proceso y, además, se debe establecer la cadena de custodia para las mismas.

8.2 La Secretaría reconocerá las determinaciones analíticas de la prueba CRIT que hayan sido muestreadas y analizadas por un laboratorio acreditado y aprobado conforme a las disposiciones legales aplicables.

9. Grado de concordancia con normas y lineamientos internacionales y con las normas mexicanas tomadas como base para su elaboración

Esta Norma Oficial Mexicana no concuerda con ninguna norma internacional ni norma mexicana.

10. Bibliografía

10.1 Ley Federal sobre Metrología y Normalización, publicada en el Diario Oficial de la Federación el 1 de julio de 1992 y reformada por Decretos publicados en el mismo órgano el 24 de diciembre de 1996 y el 20 de mayo de 1997.

10.2 Reglamento de la Ley Federal sobre Metrología y Normalización, publicado en el Diario Oficial de la Federación el 14 de enero de 1999.

10.3 Code of Federal Regulations, Vol. 40 Part. 261. 1999. U.S.A. (Código de Regulaciones Federales, Vol. 40, Parte 261, 1999, Estados Unidos de América).

10.4 Registro Internacional de Sustancias Químicas Potencialmente Tóxicas, Ginebra, Suiza, 1982.

10.5 Reglamento para el Transporte Terrestre de Materiales y Residuos Peligrosos de la SCT, publicado en el Diario Oficial de la Federación el 7 de abril de 1993.

10.6 Hazardous Waste Characteristics Scoping Study. Office of Solid Waste, USEPA, November 1996 (Estudio de los Alcances de las Características de los Residuos Peligrosos, Oficina de Residuos Sólidos, USEPA, Noviembre de 1996).

11. Vigilancia de esta Norma

La vigilancia del cumplimiento de la presente Norma Oficial Mexicana corresponde a la Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales, por conducto de la Procuraduría Federal de Protección al Ambiente, cuyo personal realizará los trabajos de inspección y vigilancia que sean necesarios. Las violaciones a la misma se sancionarán en los términos de la Ley General del Equilibrio Ecológico y la Protección al Ambiente, la Ley General para la Prevención y Gestión Integral de los Residuos, sus Reglamentos y demás ordenamientos jurídicos aplicables.

TRANSITORIOS

PRIMERO.- La presente Norma Oficial Mexicana entrará en vigor a los noventa días naturales siguientes de su publicación en el Diario Oficial de la Federación.

SEGUNDO.- A la entrada en vigor de esta Norma Oficial Mexicana se abroga la Norma Oficial Mexicana NOM-052-SEMARNAT-1993, Que establece las características de los residuos peligrosos, el listado de los mismos y los límites que hacen a un residuo peligroso por su toxicidad al ambiente, publicada en el Diario Oficial de la Federación (D.O.F.) el 22 de octubre de 1993.

TERCERO.- Las Constancias de No Peligrosidad que estén vigentes a la entrada en vigor de esta Norma Oficial Mexicana tendrán validez hasta el plazo por el cual fueron emitidas.

Provéase la publicación de esta Norma Oficial Mexicana en el Diario Oficial de la Federación.

México, Distrito Federal, al segundo día del mes de junio de dos mil seis.- El Subsecretario de Fomento y Normatividad Ambiental de la Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales y Presidente del Comité Consultivo Nacional de Normalización de Medio Ambiente y Recursos Naturales, José Ramón Ardavín Ituarte.- Rúbrica.

TABLA 1
CODIGOS DE PELIGROSIDAD DE LOS RESIDUOS (CPR)

Características	Código de Peligrosidad de los Residuos (CPR)
Corrosividad	C
Reactividad	R
Explosividad	E
Toxicidad	T
Ambiental	Te
Aguda	Th
Crónica	Tt
Inflamabilidad	I
Biológico-Infecioso	B

Cuando se trate de una mezcla de residuos peligrosos de los Listados 3 y 4 se identificarán con la característica del residuo de mayor volumen, agregándole al CPR la letra "M".

TABLA 2
LIMITES MAXIMOS PERMISIBLES PARA LOS CONSTITUYENTES TOXICOS EN EL EXTRACTO PECT

CONSTITUYENTES INORGANICOS (METALES)

7440-38-2	Arsénico	5.0
7440-39-3	Barlo	100.0
7440-43-9	Cadmio	1.0
7440-47-3	Cromo	5.0
7439-97-6	Mercurio	0.2
7440-22-4	Plata	5.0
7439-92-1	Plomo	5.0
7782-49-2	Selenio	1.0

CONSTITUYENTES ORGANICOS SEMIVOLATILES

94-75-7	Acido 2,4-Diclorofenoxiacético (2,4-D)	10.0
93-72-1	Acido 2,4,5-Triclorofenoxipropiónico (Silvex)	1.0
57-74-9	Clordano	0.03
95-48-7	o-Cresol	200.0
108-39-4	m-Cresol	200.0
106-44-5	p-Cresol	200.0
1319-77-3	Cresol	200.0
121-14-2	2,4-Dinitrotolueno	0.13
72-20-8	Endrin	0.02
76-44-8	Heptacloro (y su Epóxido)	0.008
67-72-1	Hexacloroetano	3.0
58-89-9	Lindano	0.4
74-43-5	Metoxicloro	10.0
98-95-3	Nitrobenceno	2.0
87-86-5	Pentaclorofenol	100.0
8001-35-2	Toxafeno	0.5
95-95-4	2,4,5-Triclorofenol	400.0
88-06-2	2,4,6-Triclorofenol	2.0

CONSTITUYENTES ORGANICOS VOLATILES

71-43-2	Benceno	0.5
108-90-7	Clorobenceno	100.0
67-66-3	Cloroformo	6.0
75-01-4	Cloruro de Vinilo	0.2
106-46-7	1,4-Diclorobenceno	7.5
107-06-2	1,2-Dicloroetano	0.5
75-35-4	1,1-Dicloroetileno	0.7
118-74-1	Hexaclorobenceno	0.13
87-68-3	Hexaclorobutadieno	0.5
78-93-3	Metil etil cetona	200.0
110-86-1	Piridina	5.0
127-18-4	Tetracloroetileno	0.7
56-23-5	Tetracloruro de Carbono	0.5
79-01-6	Tricloroetileno	0.5

¹ No. CAS: Número del Chemical Abstracts Service (Servicio de Resúmenes Químicos)

² LMP: Limite Máximo Permisible

LISTADO 1**CLASIFICACION DE RESIDUOS PELIGROSOS POR FUENTE ESPECIFICA**

Residuo	CPR	Clave
GIRO 1: BENEFICIO DE METALES		
CUBAS ELECTROLITICAS GASTADAS DE LA REDUCCION PRIMARIA DE ALUMINIO	(Tt)	E1/01
LICOR GASTADO GENERADO POR LAS OPERACIONES DE ACABADO DEL ACERO EN INSTALACIONES PERTENECIENTES A LA INDUSTRIA DEL HIERRO Y DEL ACERO	(C,Tt)	E1/02
LODOS Y POLVOS DEL EQUIPO DE CONTROL DE EMISIONES DE FUNDICION Y AFINADO EN LA PRODUCCION SECUNDARIA DE PLOMO	(Tt)	E1/03
SOLUCION GASTADA PROVENIENTE DE LA LIXIVIACION ACIDA DE LOS LODOS/POLVOS DEL EQUIPO DE CONTROL DE EMISIONES EN LA FUNDICION SECUNDARIA DE PLOMO	(Tt)	E1/04
GIRO 2: PRODUCCION DE COQUE		
RESIDUOS QUE NO SE REINTEGREN AL PROCESO DE LA PRODUCCION DE COQUE Y QUE NO PUEDAN SER REUTILIZADOS	(Tt)	E2/01
GIRO 3: EXPLOSIVOS		
CARBON AGOTADO DEL TRATAMIENTO DE AGUAS RESIDUALES QUE CONTIENEN EXPLOSIVOS	(R,E)	E3/01
LODOS DEL TRATAMIENTO DE AGUAS RESIDUALES EN LA FABRICACION, FORMULACION Y CARGA DE LOS COMPUESTOS INICIADORES BASE PLOMO	(Tt)	E3/02
RESIDUOS DE AGUA ROSA-ROJA Y DE ACIDOS GASTADOS DE LA MANUFACTURA DE TNT	(R,E)	E3/03

GIRO 4: PETROLEO, GAS Y PETROQUIMICA		
CATALIZADORES GASTADOS DEL PROCESO DE □HIDROCRACKING□ CATALITICO DE RESIDUALES EN LA REFINACION DE PETROLEO	(i,Tt)	E4/01
LODOS DE LA SEPARACION PRIMARIA DE ACEITE/AGUA/SOLIDOS DE LA REFINACION DEL PETROLEO-CUALQUIER LODO GENERADO POR SEPARACION GRAVITACIONAL DE ACEITE/AGUA/SOLIDOS DURANTE EL ALMACENAMIENTO O TRATAMIENTO DE AGUAS RESIDUALES DE PROCESO Y AGUAS RESIDUALES ACEITOSAS DE ENFRIAMIENTO, DE REFINERIAS DE PETROLEO. TALES LODOS INCLUYEN, PERO NO SE LIMITAN, A AQUELLOS GENERADOS EN SEPARADORES DE ACEITE/AGUA/SOLIDOS; TANQUES Y LAGUNAS DE CAPTACION; ZANJAS Y OTROS DISPOSITIVOS DE TRANSPORTE DE AGUA PLUVIAL, LODOS GENERADOS DE AGUAS DE ENFRIAMIENTO SIN CONTACTO, DE UN SOLO PASO, SEGREGADAS PARA TRATAMIENTO DE OTROS PROCESOS O AGUAS DE ENFRIAMIENTO ACEITOSAS Y LODOS GENERADOS EN UNIDADES DE TRATAMIENTOS BIOLÓGICOS	(Tt)	E4/02
LODOS DE SEPARACION SECUNDARIA (EMULSIFICADOS) DE ACEITE/AGUA/SOLIDOS. CUALQUIER LODO Y/O NATA GENERADO EN LA SEPARACION FISICA Y/O QUIMICA DE ACEITE/AGUA/SOLIDOS DE AGUAS RESIDUALES DE PROCESO Y AGUAS RESIDUALES ACEITOSAS DE ENFRIAMIENTO DE LAS REFINERIAS DE PETROLEO. TALES RESIDUOS INCLUYEN, PERO NO SE LIMITAN A, TODOS LOS LODOS Y LAS NATAS GENERADAS EN UNIDADES DE FLOTACION DE AIRE INDUCIDA, TANQUES Y LAGUNAS DE CAPTACION Y TODOS LOS LODOS GENERADOS EN UNIDADES DAF (FLOTACION CON AIRE DISUELTO). LODOS GENERADOS DE AGUAS DE ENFRIAMIENTO SIN CONTACTO, DE UN SOLO PASO, SEGREGADAS PARA TRATAMIENTO DE OTROS PROCESOS O AGUAS DE ENFRIAMIENTO ACEITOSAS, LODOS Y NATAS GENERADOS EN UNIDADES DE TRATAMIENTOS BIOLÓGICOS	(Tt)	E4/03
LODOS DEL SEPARADOR API Y CARGAMOS EN LA REFINACION DE PETROLEO Y ALMACENAMIENTO DE PRODUCTOS DERIVADOS	(Tt)	E4/04
LODOS DE TANQUES DE ALMACENAMIENTO DE HIDROCARBUROS	(Tt)	E4/05
LODOS DE LA LIMPIEZA DE LOS HACES DE TUBOS DE LOS INTERCAMBIADORES DE CALOR, LADO HIDROCARBURO	(Tt)	E4/06
NATAS DEL SISTEMA DE FLOTACION CON AIRE DISUELTO (FAD) EN LA REFINACION DE PETROLEO Y ALMACENAMIENTO DE PRODUCTOS DERIVADOS	(Tt)	E4/07
SOLIDOS DE EMULSION DE ACEITES DE BAJA CALIDAD EN LA INDUSTRIA DE REFINACION DE PETROLEO	(Tt)	E4/08
FONDOS DE LA ETAPA DE DESTILACION EN LA PRODUCCION DE ACETALDEHIDO VIA OXIDACION DE ETILENO	(C,Tt,I)	E4/09
CORTES LATERALES DE LA ETAPA DE DESTILACION EN LA PRODUCCION DE ACETALDEHIDO VIA OXIDACION DE ETILENO	(C,Tt,I)	E4/10
RESIDUOS DE PROCESOS, INCLUYENDO PERO NO LIMITADO A RESIDUOS DE DESTILACION, FONDOS PESADOS, BREAS Y RESIDUOS DE LA LIMPIEZA DE REACTORES DE LA PRODUCCION DE HIDROCARBUROS ALIFATICOS CLORADOS POR PROCESOS DE CATALIZACION DE RADICALES LIBRES QUE TIENEN CADENAS DE HASTA 5 (CINCO) CARBONES CON DIVERSAS CANTIDADES Y POSICIONES DE SUSTITUCION DE CLORO	(Tt)	E4/11
GIRO 5: PINTURAS Y PRODUCTOS RELACIONADOS		
RESIDUOS DE PIGMENTOS BASE CROMO Y BASE PLOMO	(Tt)	E5/01
GIRO 6: PLAGUICIDAS Y HERBICIDAS		
LODOS DE LAS PLANTAS DE TRATAMIENTO DE AGUAS RESIDUALES EN LA PRODUCCION DE CARBAMATOS, HERBICIDAS CLORADOS; PLAGUICIDAS ORGANO-HALOGENADOS; ORGANO-ARSENICALES; ORGANO-METALICOS Y ORGANO-FOSFORADOS	(Tt)	E6/01
RESIDUOS DE LA PRODUCCION DE CARBAMATOS, HERBICIDAS CLORADOS; PLAGUICIDAS ORGANO-HALOGENADOS; ORGANO-ARSENICALES; ORGANO-METALICOS Y ORGANO-FOSFORADOS	(Tt)	E6/02

GIRO 7: PRESERVACION DE LA MADERA		
LODOS SEDIMENTADOS Y SOLUCIONES GASTADAS GENERADOS EN LOS PROCESOS DE PRESERVACION DE LA MADERA	(Tt)	E7/01
GIRO 8: QUIMICA FARMACEUTICA		
CARBON ACTIVADO GASTADO EN LA PRODUCCION DE FARMACEUTICOS VETERINARIOS DE COMPUESTOS CON ARSENICO Y ORGANO-ARSENICALES	(Tt)	E8/01
RESIDUOS DE BREAS DE LA DESTILACION DE COMPUESTOS A BASE DE ANILINA EN LA PRODUCCION DE PRODUCTOS VETERINARIOS DE COMPUESTOS DE ARSENICO Y ORGANO-ARSENICALES	(Tt)	E8/02
GIRO 9: QUIMICA INORGANICA		
FILTROS DE LAS CASAS DE BOLSAS EN LA PRODUCCION DE OXIDO DE ANTIMONIO, INCLUYENDO LOS FILTROS EN LA PRODUCCION DE PRODUCTOS INTERMEDIOS (ANTIMONIO METALICO Y OXIDO DE ANTIMONIO CRUDO)	(Te)	E9/01
ESCORIAS DE LA PRODUCCION DE OXIDO DE ANTIMONIO, INCLUYENDO AQUELLAS DE LOS PRODUCTOS INTERMEDIOS (ANTIMONIO METALICO Y OXIDO DE ANTIMONIO CRUDO)	(Tt)	E9/02
LODOS DE LA PURIFICACION DE SALMUERA, DONDE LA SALMUERA PURIFICADA SEPARADA NO SE UTILIZA, EN LA PRODUCCION DE CLORO (PROCESO DE CELDAS DE MERCURIO)	(Tt)	E9/03
LODOS DEL TRATAMIENTO DE AGUAS RESIDUALES EN LA PRODUCCION DE CLORO (PROCESO DE CELDAS DE MERCURIO)	(Tt)	E9/04
RESIDUOS DE HIDROCARBUROS CLORADOS DE LA ETAPA DE PURIFICACION EN LA PRODUCCION DE CLORO (PROCESO DE CELDAS DE DIAFRAGMA USANDO ANODOS DE GRAFITO)	(Tt)	E9/05
LODOS DEL TRATAMIENTO DE AGUAS RESIDUALES DE LA PRODUCCION DE PIGMENTOS NARANJA Y AMARILLO DE CROMO	(Tt)	E9/06
LODOS DEL TRATAMIENTO DE AGUAS RESIDUALES DE LA PRODUCCION DE PIGMENTOS VERDES DE CROMO	(Tt)	E9/07
LODOS DEL TRATAMIENTO DE AGUAS RESIDUALES DE LA PRODUCCION DE PIGMENTOS VERDES DE OXIDO DE CROMO (ANHIDROS E HIDRATADOS)	(Tt)	E9/08
RESIDUOS DEL HORNO DE LA PRODUCCION DE PIGMENTOS VERDES DE OXIDO DE CROMO	(Tt)	E9/09
LODOS DE TRATAMIENTO DE AGUAS RESIDUALES DE LA PRODUCCION DE PIGMENTOS AZULES DE HIERRO	(Tt)	E9/10
LODOS DEL TRATAMIENTO DE AGUAS RESIDUALES DE LA PRODUCCION DE PIGMENTOS NARANJA DE MOLIBDATO	(Tt)	E9/11
LODOS DEL TRATAMIENTO DE AGUAS RESIDUALES DE LA PRODUCCION DE PIGMENTOS AMARILLOS DE ZINC	(Tt)	E9/12
RESIDUOS DE LA MANUFACTURA Y DEL ALMACENAMIENTO EN PLANTA DE CLORURO FERRICO DERIVADO DE ACIDOS FORMADOS DURANTE LA PRODUCCION DE BIOXIDO DE TITANIO MEDIANTE EL PROCESO CLORURO-ILMENTA	(Tt)	E9/13
GIRO 10: QUIMICA ORGANICA		
LODOS DE LAS DESCARGAS DE AGUAS RESIDUALES EN LA PRODUCCION DE ACRILONITRILO	(R, Tt)	E10/01
FONDOS DE LA COLUMNA DE ACETONITRILO EN LA PRODUCCION DE ACRILONITRILO	(R, Tt)	E10/02
FONDOS DE LA COLUMNA DE PURIFICACION DE ACETONITRILO EN LA PRODUCCION DE ACRILONITRILO	(Tt)	E10/03
DOMOS LIGEROS DE LA DESTILACION INICIAL EN LA PRODUCCION DE ANHIDRIDO FTALICO A PARTIR DE NAFTALENO	(Tt)	E10/04
FONDOS DE LA DESTILACION FINAL EN LA PRODUCCION DE ANHIDRIDO FTALICO A PARTIR DE NAFTALENO	(Tt)	E10/05
DOMOS LIGEROS DE LA DESTILACION INICIAL EN LA PRODUCCION DE ANHIDRIDO FTALICO A PARTIR DE ORTO-XILENO	(Tt)	E10/06
FONDOS DE LA DESTILACION FINAL EN LA PRODUCCION DE ANHIDRIDO FTALICO A PARTIR DE ORTO-XILENO	(Tt)	E10/07
FONDOS DE LA DESTILACION EN LA PRODUCCION DE ANILINA	(Tt)	E10/08

RESIDUOS DEL PROCESO DE EXTRACCION DE ANILINA	(Tt)	E10/09
RESIDUOS PROVENIENTES DEL LAVADO DE GASES, DE CONDENSACION, DE DEPURACION Y SEPARACION EN LA PRODUCCION DE CARBAMATOS Y CARBOMIL OXIMAS	(Tt)	E10/10
MATERIALES ORGANICOS DEL TRATAMIENTO DE RESIDUOS DE TIOCARBAMATO EN LA PRODUCCION DE CARBAMATOS Y CARBOMIL OXIMAS	(Tt)	E10/11
POLVOS DE CASAS DE BOLSAS Y SOLIDOS DE FILTRADO/SEPARACION DE LA PRODUCCION DE CARBAMATOS Y CARBOMIL OXIMAS	(Tt)	E10/12
RESIDUOS ORGANICOS (INCLUYENDO FONDOS PESADOS, ESTANCADOS, FONDOS LIGEROS, SOLVENTES GASTADOS, RESIDUOS DE LA FILTRACION Y LA DECANTACION) DE LA PRODUCCION DE CARBAMATOS Y CARBOMIL OXIMAS	(Tt)	E10/13
SOLIDOS DE PURIFICACION (INCLUYENDO SOLIDOS DE FILTRACION, EVAPORACION Y CENTRIFUGACION), POLVOS DE CASAS DE BOLSAS Y DE BARRIDO DE PISOS EN LA PRODUCCION DE ACIDOS DE TIOCARBAMATOS Y SUS SALES EN LA PRODUCCION DE CARBAMATOS Y CARBOMIL OXIMAS	(R,Tt)	E10/14
FONDOS DE LA COLUMNA DE DESTILACION O FRACCIONAMIENTO EN LA PRODUCCION DE CLOROBENCENOS	(Tt)	E10/15
CORRIENTES SEPARADAS DEL AGUA DEL REACTOR DE LAVADO DE CLOROBENCENOS	(Tt)	E10/16
FONDOS DE LA ETAPA DE DESTILACION EN LA PRODUCCION DE CLORURO DE BENCILO	(Tt)	E10/17
FONDOS PESADOS DE LA COLUMNA DE FRACCIONAMIENTO EN LA PRODUCCION DE CLORURO DE ETILO	(Tt)	E10/18
FONDOS PESADOS DE LA DESTILACION DE CLORURO DE VINILO EN LA PRODUCCION DE MONOMERO DE CLORURO DE VINILO	(Tt)	E10/19
LODOS DEL TRATAMIENTO DE AGUAS RESIDUALES DE LA PRODUCCION DE DICLORURO DE ETILENO O DE MONOMERO DE CLORURO DE VINILO	(Tt)	E10/20
LODOS DEL TRATAMIENTO DE AGUAS RESIDUALES DE LA PRODUCCION DE MONOMERO DE CLORURO DE VINILO EN LA QUE SE UTILICE CLORURO DE MERCURIO COMO CATALIZADOR EN UN PROCESO BASE ACETILENO	(Tt)	E10/21
RESIDUOS DEL LAVADOR DE GASES DE VENTEO DEL REACTOR EN LA PRODUCCION DE DIBROMURO DE ETILENO VIA BROMACION DEL ETILENO	(Tt)	E10/22
SOLIDOS ADSORBENTES GASTADOS DE LA ETAPA DE PURIFICACION DEL DIBROMURO DE ETILENO OBTENIDO A PARTIR DE LA BROMACION DEL ETILENO	(Tt)	E10/23
FONDOS DE LA ETAPA DE PURIFICACION DEL DIBROMURO DE ETILENO OBTENIDO A PARTIR DE LA BROMACION DEL ETILENO	(Tt)	E10/24
CONDENSADOS ORGANICOS DE LA COLUMNA DE RECUPERACION DE SOLVENTES EN LA PRODUCCION DE DIISOCIANATO DE TOLUENO VIA FOSGENACION DE LA TOLUENDIAMINA	(Tt)	E10/25
RESIDUOS DE CENTRIFUGACION Y DESTILACION EN LA PRODUCCION DE DIISOCIANATO DE TOLUENO VIA FOSGENACION DE LA TOLUENDIAMINA	(R,Tt)	E10/26
FONDOS DE LA TORRE DE SEPARACION DE PRODUCTOS EN LA PRODUCCION DE 1,1-DIMETIL HIDRACINA A PARTIR DE HIDRACINAS DE ACIDO CARBOXILICO	(C,Tt)	E10/27
CABEZAS CONDENSADAS DE LA COLUMNA DE SEPARACION DE PRODUCTOS Y GASES CONDENSADOS DEL VENTEO DEL REACTOR EN LA PRODUCCION DE 1,1-DIMETIL HIDRACINA A PARTIR DE HIDRACINAS DE ACIDO CARBOXILICO	(Tt,I)	E10/28
CARTUCHOS DE LOS FILTROS AGOTADOS DE LA PURIFICACION DE LA 1,1-DIMETIL HIDRACINA OBTENIDA A PARTIR DE HIDRACINAS DE ACIDO CARBOXILICO	(Tt)	E10/29
CABEZAS CONDENSADAS DE LA COLUMNA DE SEPARACION DE INTERMEDIOS EN LA PRODUCCION DE 1,1-DIMETIL HIDRACINA A PARTIR DE HIDRACINAS DE ACIDO CARBOXILICO	(Tt)	E10/30
RESIDUOS PROVENIENTES DEL LAVADO DE DINITROTOLUENO OBTENIDO A PARTIR DE LA NITRACION DE TOLUENO	(C,Tt)	E10/31
FONDOS PESADOS DE LA COLUMNA DE PURIFICACION DE LA EPICLORHIDRINA	(Tt)	E10/32
FONDOS PESADOS (BREA) DE LA ETAPA DE DESTILACION EN LA PRODUCCION DE FENOL/ACETONA A PARTIR DEL CUMENO	(Tt)	E10/33
RESIDUO DE CATALIZADOR AGOTADO DE ANTIMONIO EN SOLUCION ACUOSA EN LA PRODUCCION DE FLUOROMETANOS	(Tt)	E10/34
COLAS DE LAS DESCARGAS EN LA PRODUCCION DE METIL ETIL PIRIDINAS	(Tt)	E10/35

CORRIENTES COMBINADAS DE AGUAS RESIDUALES EN LA PRODUCCION DE NITROBENCENO/ANILINA	(Tt)	E10/36
FONDOS DE LA DESTILACION EN LA PRODUCCION DE NITROBENCENO MEDIANTE LA NITRACION DEL BENCENO	(Tt)	E10/37
FONDOS PESADOS O PRODUCTOS RESIDUALES DE LA ETAPA DE DESTILACION EN LA PRODUCCION DE TETRACLORURO DE CARBONO	(Tt)	E10/38
AGUA DE REACCION (SUBPRODUCTO) DE LA COLUMNA DE SECADO EN LA PRODUCCION DE TOLUENDIAMINA VIA HIDROGENACION DE DINITROTOLUENO	(Tt)	E10/39
FONDOS LIGEROS LIQUIDOS CONDENSADOS DE LA ETAPA DE PURIFICACION DE LA TOLUENDIAMINA OBTENIDA A TRAVES DE LA HIDROGENACION DE DINITROTOLUENO	(Tt)	E10/40
VECINALES DE LA ETAPA DE PURIFICACION DE LA TOLUENDIAMINA OBTENIDA A TRAVES DE LA HIDROGENACION DE DINITROTOLUENO	(Tt)	E10/41
FONDOS PESADOS DE LA ETAPA DE PURIFICACION DE LA TOLUENDIAMINA OBTENIDA A TRAVES DE LA HIDROGENACION DE DINITROTOLUENO	(Tt)	E10/42
FONDOS DE LA DESTILACION EN LA PRODUCCION DE ALFA- (O METIL-) CLORO TOLUENOS, CLORO TOLUENOS CON RADICALES CICLICOS, CLORUROS DE BENZOILO Y MEZCLAS DE ESTOS GRUPOS FUNCIONALES. (ESTE RESIDUO NO INCLUYE FONDOS DE LA DESTILACION DE CLORURO DE BENZOILO)	(Tt)	E10/43
LODOS DEL TRATAMIENTO DE AGUAS RESIDUALES, EXCLUYENDO LODOS DE NEUTRALIZACION Y BIOLÓGICOS, GENERADOS EN EL TRATAMIENTO DE AGUAS RESIDUALES EN LA PRODUCCION DE TOLUENOS CLORADOS	(Tt)	E10/44
RESIDUOS ORGANICOS, EXCLUYENDO CARBON ADSORBENTE GASTADO, DEL CLORO GASEOSO GASTADO Y DEL PROCESO DE RECUPERACION DE ACIDO HIDROCLORICO ASOCIADO CON LA PRODUCCION DE ALFA- (O METIL-) CLORO TOLUENOS, CLORO TOLUENOS CON RADICALES CICLICOS, CLORUROS DE BENZOILO Y MEZCLAS DE ESTOS GRUPOS FUNCIONALES	(Tt)	E10/45
CATALIZADORES GASTADOS DEL REACTOR DE HIDROCLORACION EN LA PRODUCCION DE 1,1,1-TRICLOROETANO	(Tt)	E10/46
FONDOS DE LA ETAPA DE DESTILACION EN LA PRODUCCION DE 1,1,1-TRICLOROETANO	(Tt)	E10/47
FONDOS PESADOS DE LA COLUMNA DE DESTILACION DE PRODUCTOS PESADOS EN LA PRODUCCION DE 1,1,1-TRICLOROETANO	(Tt)	E10/48
RESIDUOS DEL LAVADOR CON VAPOR DEL PRODUCTO EN LA PRODUCCION DE 1,1,1-TRICLOROETANO	(Tt)	E10/49
FONDOS O RESIDUOS PESADOS DE LAS TORRES EN EL PROCESO DE PRODUCCION DE TRICLOROETILENO	(Tt)	E10/50

LISTADO 2

CLASIFICACION DE RESIDUOS PELIGROSOS POR FUENTE NO ESPECIFICA

Residuo	CPR	Clave
RESIDUOS DEL MANEJO DE LA FIBRA DE ASBESTO PURO, INCLUYENDO POLVO, FIBRAS Y PRODUCTOS FACILMENTE DESMENUZABLES CON LA PRESION DE LA MANO (TODOS LOS RESIDUOS QUE CONTENGAN ASBESTO EL CUAL NO ESTE SUMERGIDO O FIJO EN UN AGLUTINANTE NATURAL O ARTIFICIAL)	(Tt)	NE 01
TODAS LAS BOLSAS QUE HAYAN TENIDO CONTACTO CON LA FIBRA DE ASBESTO, ASI COMO LOS MATERIALES FILTRANTES PROVENIENTES DE LOS EQUIPOS DE CONTROL COMO SON: LOS FILTROS, MANGAS, RESPIRADORES PERSONALES Y OTROS, QUE NO HAYAN RECIBIDO UN TRATAMIENTO PARA ATRAPAR LA FIBRA EN UN AGLUTINANTE NATURAL O ARTIFICIAL	(Tt)	NE 02
TODOS LOS RESIDUOS PROVENIENTES DE LOS PROCESOS DE MANUFACTURA CUYA MATERIA PRIMA SEA EL ASBESTO Y LA FIBRA SE ENCUENTRE EN FORMA LIBRE, POLVO O FACILMENTE DESMENUZABLE CON LA PRESION DE LA MANO	(Tt)	NE 03
LODOS DE TRATAMIENTO DE AGUAS RESIDUALES DE APAGADO DE LAS OPERACIONES DE TRATAMIENTO TERMICO DE METALES DONDE LOS CIANUROS SON USADOS EN LOS PROCESOS	(Tt)	NE 04
LODOS DE TRATAMIENTO DE AGUAS RESIDUALES DE OPERACIONES DE GALVANOPLASTIA EXCEPTO DE LOS SIGUIENTES PROCESOS: (1) ANODIZACION DE ALUMINIO EN ACIDO SULFURICO; (2) ESTAÑADO EN ACERO AL CARBON; (3) ZINCADO EN ACERO AL CARBON; (4) DEPOSITACION DE ALUMINIO O ZINC-ALUMINIO EN ACERO AL CARBON; (5) LIMPIEZA ASOCIADA CON ESTAÑADO, ZINCADO O ALUMINADO EN ACERO AL CARBON; Y (6) GRABADO QUIMICO Y ACABADO DE ALUMINIO DEPOSITADO EN ACERO AL CARBON	(Tt)	NE 05
LODOS DE LOS BAÑOS DE ANODIZACION DEL ALUMINIO Y LODOS DE TRATAMIENTO DE AGUAS RESIDUALES DEL REVESTIMIENTO DE ALUMINIO POR CONVERSION QUIMICA	(Tt)	NE 06
RESIDUOS DE LOS BAÑOS EN OPERACIONES DE GALVANOPLASTIA DONDE LOS CIANUROS SON USADOS EN LOS PROCESOS	(R,Tt)	NE 07
SOLUCIONES GASTADAS DE BAÑOS DE CIANURO DE LAS OPERACIONES DE GALVANOPLASTIA	(R,Tt)	NE 08

SOLUCIONES GASTADAS DE LOS BAÑOS DE LIMPIEZA Y EN OPERACIONES DE GALVANOPLASTIA DONDE LOS CIANUROS SON USADOS EN LOS PROCESOS	(R,Tt)	NE 09
RESIDUOS DE LOS BAÑOS DE ACEITE EN LAS OPERACIONES DE TRATAMIENTO TERMICO DE METALES	(R,Tt)	NE 10
SOLUCIONES GASTADAS DE CIANUROS DE LA LIMPIEZA DE TANQUES DE BAÑOS DE SAL EN LAS OPERACIONES DE TRATAMIENTO TERMICO DE METALES	(R,Tt)	NE 11
RESIDUOS GENERADOS EN LA PRODUCCION DE TRI-, TETRA- O PENTAFLUOROFENOL	(Th)	NE 12
RESIDUOS DE TETRA-, PENTA O HEXACLOROBENCENO PROVENIENTES DE SU USO COMO REACTANTE, PRODUCTO INTERMEDIO O COMPONENTE DE UNA FORMULACION, BAJO CONDICIONES ALCALINAS	(Th)	NE 13
RESIDUOS, EXCEPTO AGUAS RESIDUALES Y CARBON GASTADO DE LA PURIFICACION DE CLORURO DE HIDROGENO, DE LA PRODUCCION DE MATERIALES EN EQUIPOS PREVIAMENTE USADOS EN LA MANUFACTURA (COMO REACTIVO, PRODUCTO QUIMICO INTERMEDIO O COMPONENTE EN UN PROCESO DE FORMULACION) DE TRI- Y TETRAFLUOROFENOLES. ESTE RESIDUO NO INCLUYE DESECHOS DE EQUIPOS UTILIZADOS EN LA PRODUCCION O USO DE HEXACLOROFENO A PARTIR DEL 2,4,5-TRICLOROFENOL ALTAMENTE PURIFICADO	(Th)	NE 14
FONDOS LIGEROS CONDENSADOS, FILTROS GASTADOS Y FILTROS AYUDA Y RESIDUOS DE DESECANTE GASTADO DE LA PRODUCCION DE CIERTOS HIDROCARBUROS ALIFATICOS CLORADOS A TRAVES DE LOS PROCESOS CATALITICOS DE RADICALES LIBRES. ESTOS HIDROCARBUROS ALIFATICOS CLORADOS SON AQUELLOS CON CADENAS DE UNO HASTA CINCO CARBONOS Y QUE CONTIENEN CLORO EN CANTIDADES Y SUSTITUCIONES VARIADAS	(Tt)	NE 15
RESIDUOS DE LA PRODUCCION DE MATERIALES EN EQUIPOS PREVIAMENTE USADOS EN LA PRODUCCION O MANUFACTURA DE TETRA-, PENTA- O HEXACLOROBENCENOS (COMO REACTIVO, PRODUCTO QUIMICO INTERMEDIO O COMPONENTE EN UN PROCESO DE FORMULACION) BAJO CONDICIONES ALCALINAS, EXCEPTO AGUAS RESIDUALES Y CARBON GASTADO DE LA PURIFICACION DE CLORURO DE HIDROGENO	(Th)	NE 16
RESIDUALES DE PROCESO, FORMULACIONES GASTADAS DE PROCESOS DE PRESERVACION DE LA MADERA EN PLANTAS QUE UTILIZAN ACTUALMENTE O HAYAN UTILIZADO FORMULACIONES DE CLOROFENOL, EXCEPTO AQUELLOS QUE NO HAYAN ESTADO EN CONTACTO CON CONTAMINANTES DE PROCESO	(Tt)	NE 17
RESIDUALES DE PROCESO Y FORMULACIONES GASTADAS DE PROCESOS DE PRESERVACION DE LA MADERA EN PLANTAS QUE UTILICEN FORMULACIONES DE CREOSOTA, EXCEPTO AQUELLOS QUE NO HAYAN ESTADO EN CONTACTO CON CONTAMINANTES DE PROCESO	(Tt)	NE 18
RESIDUALES DE PROCESO Y FORMULACIONES GASTADAS DE PROCESOS DE PRESERVACION DE LA MADERA EN PLANTAS QUE UTILICEN FORMULACIONES INORGANICAS QUE CONTENGAN ARSENICO O CROMO PARA PRESERVAR LA MADERA, EXCEPTO AQUELLOS QUE NO HAYAN ESTADO EN CONTACTO CON CONTAMINANTES DE PROCESO	(Tt)	NE 19
LIXIVIADOS (LIQUIDOS QUE HAN PERCOLADO A TRAVES DE RESIDUOS DISPUESTOS EN TIERRA) RESULTANTES DE LA DISPOSICION DE UNO O MAS DE LOS RESIDUOS PELIGROSOS SEÑALADOS EN ESTA NORMA	(Tt)	NE 20
RESIDUOS RESULTANTES DE LA INCINERACION O DE TRATAMIENTO TERMICO DE SUELOS CONTAMINADOS CON LOS RESIDUOS PELIGROSOS CON CLAVES NE 12, NE 13, NE 14 Y NE 16	(Tt)	NE 21

LISTADO 3

CLASIFICACION DE RESIDUOS PELIGROSOS RESULTADO DEL DESECHO DE PRODUCTOS QUIMICOS FUERA DE ESPECIFICACIONES O CADUCOS (TOXICOS AGUDOS)

No. CAS	Nombre	CPR	Clave
5344□82□1	1-(o-Clorofenil)tiourea/2-Clorofeniltiourea	(Th)	H026
58-90-2	2,3,4,6-Tetraclorofenol	(Th)	H1000
95-95-4	2,4,5-Triclorofenol	(Th)	H1001
93-76-5	2,4,5-Triclorofenoxiacético, ácido/2,4,5-T	(Th)	H1002
88-06-2	2,4,6-Triclorofenol	(Th)	H1003
51□28□5	2,4-Dinitrofenol	(Th)	H048
131□89□5	2-Ciclohexil-4,6-dinitrofenol	(Th)	H034
542□76□7	3-Cloropropionitrilo	(Th)	H027
(1) 534□52□1	4,6-Dinitro-o-cresol, y sales	(Th)	H047
504□24□5	4-Aminopiridina	(Th)	H008
2763□96□4	5-(Aminometil)-3-isoxazolol	(Th)	H007
591□08□2	Acetamida, G1159N-(aminotioxometil)-/1-Acetil-2-tiourea	(Th)	H002
107□02□8	Acroleína/2-Propenal	(Th)	H003
116□06□3	Aldicarb	(Th)	H070
1646□88□4	Aldicarb sulfona	(Th)	H203

309□00□2	Aldrín	(Th)	H004
122□09□8	alfa,alfa-Dimetilfenetilamina/Bencenoetanamina, alfa,alfa-dimetil	(Th)	H046
86□88□4	alfa-Naftiltiurea/Tiurea, 1-naftalenil	(Th)	H072
107□18□6	Alílico, alcohol/2-Propen-1-ol	(Th)	H005
20859□73□8	Aluminio, fosfuro de	(R,Th)	H006
131□74□8	Amonio, picrato de/Fenol, 2,4,6-trinitro-, amonio sal	(R,Th)	H009
7803□55□6	Amonio, vanadato de	(Th)	H119
7778□39□4	Arsénico, ácido H ₃ AsO ₄	(Th)	H010
1327□53□3	Arsénico, óxido As ₂ O ₃	(Th)	H012
1303□28□2	Arsénico, óxido As ₂ O ₅	(Th)	H011
75□55□8	Aziridina, 2-Metil-/1,2-Propilenimina	(Th)	H067
151□56□4	Aziridina/Etilenoimina	(Th)	H054
542□62□1	Bario, cianuro de	(Th)	H013
108□98□5	Bencenotiol/Tiofenol	(Th)	H014
100□44□7	Benzilo, cloruro de/Clorometilbenceno	(Th)	H028
7440□41□7	Berilio, polvo de (todas las formas)	(Th)	H015
598□31□2	Bromoacetona/2-Propanona, 1-bromo-	(Th)	H017
357□57□3	Brucina	(Th)	H018
592□01□8	Calcio, cianuro de Ca(CN) ₂	(Th)	H021
1563□66□2	Carbofurano	(Th)	H127
75□15□0	Carbono, disulfuro de	(Th)	H022
55285□14□8	Carbosulfan	(Th)	H189
74□90□8	Cianhídrico, ácido	(Th)	H063
506□77□4	Cianógeno, cloruro de (CN)Cl	(Th)	H033
460□19□5	Cianógeno/Etanodinitrilo	(Th)	H031
----	Cianuro, sales solubles de (no especificadas de otra manera)	(Th)	H030
107□20□0	Cloracetaldehído	(Th)	H023
544□92□3	Cobre, cianuro de Cu(CN)	(Th)	H029
696□28□6	Diclorofenilarsina	(Th)	H036
542□88□1	Diclorometil éter/Metano, oxibis[cloro	(Th)	H016
60□57□1	Dieldrín	(Th)	H037
692□42□2	Dietilarsina	(Th)	H038
309□00□2	Aldrín	(Th)	H004
122□09□8	alfa,alfa-Dimetilfenetilamina/Bencenoetanamina, alfa,alfa-dimetil	(Th)	H046
86□88□4	alfa-Naftiltiurea/Tiurea, 1-naftalenil	(Th)	H072
107□18□6	Alílico, alcohol/2-Propen-1-ol	(Th)	H005
20859□73□8	Aluminio, fosfuro de	(R,Th)	H006
131□74□8	Amonio, picrato de/Fenol, 2,4,6-trinitro-, amonio sal	(R,Th)	H009
7803□55□6	Amonio, vanadato de	(Th)	H119
7778□39□4	Arsénico, ácido H ₃ AsO ₄	(Th)	H010
1327□53□3	Arsénico, óxido As ₂ O ₃	(Th)	H012
1303□28□2	Arsénico, óxido As ₂ O ₅	(Th)	H011
75□55□8	Aziridina, 2-Metil-/1,2-Propilenimina	(Th)	H067
151□56□4	Aziridina/Etilenoimina	(Th)	H054
542□62□1	Bario, cianuro de	(Th)	H013
108□98□5	Bencenotiol/Tiofenol	(Th)	H014
100□44□7	Benzilo, cloruro de/Clorometilbenceno	(Th)	H028
7440□41□7	Berilio, polvo de (todas las formas)	(Th)	H015
598□31□2	Bromoacetona/2-Propanona, 1-bromo-	(Th)	H017

357□57□3	Brucina	(Th)	H018
592□01□8	Calcio, cianuro de $\text{Ca}(\text{CN})_2$	(Th)	H021
1563□66□2	Carbofurano	(Th)	H127
75□15□0	Carbono, disulfuro de	(Th)	H022
55285□14□8	Carbosulfan	(Th)	H189
74□90□8	Cianhídrico, ácido	(Th)	H063
506□77□4	Cianógeno, cloruro de $(\text{CN})\text{Cl}$	(Th)	H033
460□19□5	Cianógeno/Etanodinitrilo	(Th)	H031
----	Cianuro, sales solubles de (no especificadas de otra manera)	(Th)	H030
107□20□0	Cloracetaldehído	(Th)	H023
544□92□3	Cobre, cianuro de $\text{Cu}(\text{CN})$	(Th)	H029
696□28□6	Diclorofenilarsina	(Th)	H036
542□88□1	Diclorometil éter/Metano, oxibis[cloro	(Th)	H016
60□57□1	Dieldrín	(Th)	H037
692□42□2	Dietilarsina	(Th)	H038
311□45□5	Dietil-p-nitrofenil fosfato/Fosfórico ácido, dietil 4-nitrofenil éster	(Th)	H041
55□91□4	Diisopropilfluorofosfato (DFP)/Fosforofluorhídrico ácido, bis(1-metiletil) éster	(Th)	H043
644□64□4	Dimetilán	(Th)	H191
60□51□5	Dimetoato	(Th)	H044
88-85-7	Dinoseb/Fenol, 2-(1-metilpropil)-4,6-dinitro	(Th)	H020
298□04□4	Disulfotón	(Th)	H039
541□53□7	Ditiobiuret	(Th)	H049
115□29□7	Endosulfan	(Th)	H050
145□73□3	Endotal	(Th)	H088
(1) 72□20□8	Endrín, y sus metabolitos	(Th)	H051
51□43□4	Epinefrina	(Th)	H042
(1) 57□24□9	Estricnidín-10-ona, y sales/Estricnina, y sales	(Th)	H108
52□85□7	Famfur	(Th)	H097
62□38□4	Fenilmercurio, acetato de/Mercurio, (acetato-o)fenil-	(Th)	H092
103□85□5	Feniltiourea	(Th)	H093
57□47□6	Fisostigmina	(Th)	H204
57□64□7	Fisostigmina, salicilato de	(Th)	H188
7782□41□4	Fluorina	(Th)	H056
640□19□7	Fluoroacetamida/2-Fluoroacetamida	(Th)	H057
62□74□8	Fluoroacético, ácido, sal de sodio	(Th)	H058
298□02□2	Forato	(Th)	H094
23422□53□9	Formetanato, hidrocloreuro de	(Th)	H198
17702□57□7	Formparanato	(Th)	H197
7803□51□2	Fosfina/Fosfídrico, ácido	(Th)	H096
75□44□5	Fosgeno	(Th)	H095
76□44□8	Heptacloro	(Th)	H059
757□58□4	Hexaetil tetrafosfato/Tetrafosfórico, ácido, hexaetil éster	(Th)	H062
465□73□6	Isodrín	(Th)	H060
119□38□0	Isolan	(Th)	H192
15339□36□3	Manganeso dimetilditiocarbamato	(Th)	H196
64□00□6	M-cumenil metilcarbamato/3-Isopropilfenil n-metilcarbamato	(Th)	H202
628-86-4	Mercurio fulminato	(R,Th)	H065
60□34□4	Metil hidrazina	(Th)	H068
624□83□9	Metil isocianato/Metano, isocianato-	(Th)	H064
298□00□0	Metil paration/Fosforotioico ácido, o,o-dimetil o-(4-nitrofenil) éster	(Th)	H071
75□86□5	Metilactonitrilo/Propanonitrilo, 2-hidroxi-2-metil-	(Th)	H069
2032□65□7	Metiocarb.	(Th)	H199
1129□41□5	Metolcarb/Carbámico ácido, metil-, 3-metilfenil éster	(Th)	H190

16752□77□5	Metomil	(Th)	H066
315□8□4	Mexacarbato	(Th)	H128
(1) 54□11□5	Nicotina, y sales/Piridina, 3-(1-metil-2-pirrolidinil)-, (s)-, y sales	(Th)	H075
13463□39□3	Níquel carbonil Ni(CO) ₄ , (t-4)-	(Th)	H073
557□19□7	Níquel, cianuro de Ni(CN) ₂	(Th)	H074
10102□43□9	Nitrógeno, óxido de/Nítrico, óxido (NO)	(Th)	H076
10102□44□0	Nitrógeno, dióxido de	(Th)	H078
55□63□0	Nitroglicerina/1,2,3-Propanotriol, trinitrato de	(E,Th)	H081
62□75□9	n-Nitrosodimetilamina	(Th)	H082
4549□40□0	n-Nitrosometilvinilamina	(Th)	H084
297□97□2	o,o-dietil o-pirazinil fosforotioato	(Th)	H040
152□16□9	Octametilpirofosforamida/Difosforamida, octametil	(Th)	H085
20816□12□0	Osmio óxido OsO ₄ , (T-4)-	(Th)	H087
23135□22□0	Oxamil	(Th)	H194
56□38□2	Paration	(Th)	H089
106□47□8	p-Cloroanilina/Bencenamina, 4-cloro-	(Th)	H024
87-86-5	Pentaclorofenol	(Th)	H1004
506□64□9	Plata, cianuro de Ag(CN)	(Th)	H104
78□00□2	Plumbano, tetraetil-/Tetraetilo de plomo	(Th)	H110
100□01□6	p-Nitroanilina/Bencenamina, 4-nitro-	(Th)	H077
151□50□8	Potasio, cianuro de K(CN)	(Th)	H098
506□61□6	Potasio plata, cianuro de/Argentato(1-), bis(ciano-c)-, potasio	(Th)	H099
2631□37□0	Promecarb/Fenol, 3-metil-5-(1-metiletil)-, metil carbamato	(Th)	H201
107□12□0	Propanonitrilo	(Th)	H101
107□19□7	Propargil alcohol/2-Propin-1-ol	(Th)	H102
630□10□4	Selenourea	(Th)	H103
93-72-1	Silvex (2,4,5-TP)/Propanoico ácido, 2-(2,4,5-triclorofenoxi)-	(Th)	H1005
26628□22□8	Sodio, azida de	(Th)	H105
143□33□9	Sodio, cianuro de Na(CN)	(Th)	H106
1314□32□5	Talio, óxido de/Tálico, óxido Tl ₂ O ₃	(Th)	H113
12039□52□0	Talio, selenita de	(I,Th)	H114
7446□18□6	Talio, sulfato de	(I,Th)	H115
107□49□3	Tetraetilpirofosfato/Difosfórico ácido, tetraetil éster	(Th)	H111
3689□24□5	Tetraetilditiopirofosfato/Tiodifosfórico ácido, tetraetil éster	(Th)	H109
509□14□8	Tetranitrometano	(R,Th)	H112
39196□18□4	Tiofanax	(Th)	H045
79□19□6	Tiosemicarbazida/Hidrazinacarbotioamida	(Th)	H116
26419□73□8	Tirpato	(Th)	H185
8001□35□2	Toxafeno	(Th)	H123
75□70□7	Triclorometanotiol	(Th)	H118
1314□62□1	Vanadio, óxido de V ₂ O ₅	(Th)	H120
(1) 81□81□2	Warfarina, y sales, cuando están presentes en concentraciones mayores que 0.3%	(Th)	H001
557□21□1	Zinc, cianuro de Zn(CN) ₂	(Th)	H121
1314□84□7	Zinc, fosfuro de Zn ₃ P ₂ , cuando está presente en concentraciones mayores que 10%	(R,Th)	H122
137-30-4	Ziram	(Th)	H205

1.- En el caso de familias de isómeros de compuestos orgánicos, sólo se menciona el nombre del grupo, todos los isómeros se deben considerar constituyentes tóxicos (p.e. diclorobencenos, incluye al 1,2 1,3 y 1,4 diclorobencenos).

2.- La llamada (1) indica el número CAS de un compuesto equivalente.

LISTADO 4

CLASIFICACION DE RESIDUOS PELIGROSOS RESULTADO DEL DESECHO DE PRODUCTOS QUIMICOS FUERA DE ESPECIFICACIONES O CADUCOS (TOXICOS CRONICOS)

57□97□6	7,12-Dimetilbenzo[a]antraceno	(Tt)	T094
30558-43-1	A2213/Etanimidotioico ácido, 2-(Dimetilamino)-n-hidroxi-2-oxo-, metil éster	(Tt)	T394
75-36-5	Acetilo, cloruro de	(C,R,Tt)	T006
98-86-2	Acetofenona/1-Fenil-etanona	(Tt)	T004
67-64-1	Acetona	(I,Tt)	T002
75-05-8	Acetonitrilo/2-Propanona	(I,Tt)	T003
79-06-1	Acrilamida/2-Propenamida	(Tt)	T007
79□10□7	Acrílico ácido/2-Propenoico ácido	(I,Tt)	T008
107-13-1	Acrilonitrilo/2-Propennitrilo	(Tt)	T009
80□15□9	alfa,alfa-Dimetil bencilhidroperóxido	(R,Tt)	T096
134□32□7	alfa-Naftilamina/1-Naftalenamina	(Tt)	T167
61□82□5	Amitrol/1H-1,2,4-Triazol-3-amina	(Tt)	T011
62-53-3	Anilina/Bencenamina	(I,Tt)	T012
492-80-8	Auramina	(Tt)	T014
115□02□6	Azaserina/L-serina, diazoacetato(éster)	(Tt)	T015
101-27-9	Barban	(Tt)	T280
71-43-2	Benceno	(I,Tt)	T019
72-43-5	Benceno, 1,1□-(2,2,2-tricloroetiliden)bis[4-metoxi-	(Tt)	T247
98-09-9	Bencensulfonilo, cloruro de	(C,R,Tt)	T020
22781-23-3	Bendiocarb	(Tt)	T278
22961-82-6	Bendiocarb fenol	(Tt)	T364
17804-35-2	Benomil	(Tt)	T271
98-87-3	Benzal, cloruro de/Diclorometilbenceno	(Tt)	T017
92-87-5	Benzidina/[1,1'-Bifenil]-4,4'-diamina	(Tt)	T021
56-55-3	Benzo(a)antraceno	(Tt)	T018
50-32-8	Benzo(a)pireno	(Tt)	T022
225-51-4	Benzo(c)acridina	(Tt)	T016
98-07-7	Benzotricloro/Triclorometilbenceno	(C,R,Tt)	T023
91□59□8	Beta-Naftilamina/2-Naftalenamina/2-Naftilamina	(Tt)	T168
101-55-3	Bromofenil fenil éter	(Tt)	T030
74-83-9	Bromometano/Bromuro de metilo	(Tt)	T029
75□60□5	Cacodílico, ácido	(Tt)	T136
13765□19□0	Calcio, cromato de	(Tt)	T032
111□54□6	Carbamoditioico, ácido, 1,2-etanodilbis, sales y ésteres/Etilenbisditiocarbámico, ácido, sales y ésteres	(Tt)	T114
63□25□2	Carbaril	(Tt)	T279
10605□21□7	Carbendazim	(Tt)	T372
1563□38□8	Carbofurano fenol	(Tt)	T367
56□23□5	Carbono, tetracloruro de/Tetraclorometano	(Tt)	T211
353□50□4	Carbono, oxifluoruro de	(R,Tt)	T033
506□68□3	Cianógeno, bromuro de (CN)Br	(Tt)	T246
50□18□0	Ciclofosfamida	(Tt)	T058
110□82□7	Ciclohexano	(I,Tt)	T056
108□94□1	Ciclohexanona	(I,Tt)	T057
75□87□6	Cloral/Acetaldehído, tricloro	(Tt)	T034
305□03□3	Clorambucil	(Tt)	T035
57□74□9	Clordano, alfa y gamma isómeros	(Tt)	T036

13765□19□0	Calcio, cromato de	(Tt)	T032
111□54□6	Carbamoditióico, ácido, 1,2-etanodiolbis, sales y ésteres/Etilenbisditiocarbámico, ácido, sales y ésteres	(Tt)	T114
63□25□2	Carbaril	(Tt)	T279
10605□21□7	Carbendazim	(Tt)	T372
1563□38□8	Carbofurano fenol	(Tt)	T367
56□23□5	Carbono, tetracloruro de/Tetraclorometano	(Tt)	T211
353□50□4	Carbono, oxifluoruro de	(R,Tt)	T033
506□68□3	Cianógeno, bromuro de (CN)Br	(Tt)	T246
50□18□0	Ciclofosfamida	(Tt)	T058
110□82□7	Ciclohexano	(I,Tt)	T056
108□94□1	Ciclohexanona	(I,Tt)	T057
75□87□6	Cloral/Acetaldehído, tricloro	(Tt)	T034
305□03□3	Clorambucil	(Tt)	T035
57□74□9	Clordano, alfa y gamma isómeros	(Tt)	T036
494□03□1	Clomafacina/Naftalenamina, n,n'-bis(2-Cloroetil)-	(Tt)	T026
108□90□7	Clorobenceno	(Tt)	T037
510□15□6	Clorobenzilato	(Tt)	T038
67□66□3	Cloroformo/Triclorometano	(Tt)	T044
107□30□2	Clorometil metil éter/Clorometoximetano	(Tt)	T046
8001-58-9	Creosota	(Tt)	T051
1319□77□3	Cresol (cresílico ácido)/Metilfenol	(Tt)	T052
218□01□9	Criseno	(Tt)	T050
4170□30□3	Crotonaldehído/2-Butenal	(Tt)	T053
98□82□8	Cumeno/Benceno, (1-metiletil)-	(Tt)	T055
20830□81□3	Daunomicina	(Tt)	T059
72-54-8	DDD	(Tt)	T060
50-29-3	DDT	(Tt)	T061
2303□16□4	Dialato	(Tt)	T062
53□70□3	Dibenz[a,h]antraceno	(Tt)	T063
189□55□9	Dibenzo[a,i]pireno	(Tt)	T064
84-74-2	Dibutil ftalato	(Tt)	T069
75□71□8	Diclorodifluorometano	(Tt)	T075
111-44-4	Dicloroetil éter/Etano, 1,1□-oxibis[2-cloro-	(Tt)	T025
108□60□1	Dicloroisopropil éter/Propano, 2,2'-oxibis[2-cloro-	(Tt)	T027
111□91□1	Diclorometoxi etano	(Tt)	T024
84□66□2	Dietil ftalato	(Tt)	T088
5952□26□1	Dietilen glicol, dicarbamato/Etanol, 2,2□-oxibis-, dicarbamato	(Tt)	T395
117-81-7	Dietilhexil ftalato	(Tt)	T028
56□53□1	Dietilstilbestero/Fenol, 4,4□-(1,2-dietil- 1,2-etenediol)bis-	(Tt)	T089
94□58□6	Dihidrosafrole	(Tt)	T090
131□11□3	Dimetil ftalato	(Tt)	T102
77□78□1	Dimetil sulfato/Sulfúrico ácido, Dimetil éster	(Tt)	T103
124□40□3	Dimetilamina/Metanamina, n-metil	(I,Tt)	T092
79□44□7	Dimetilcarbamil, cloruro de/Carbámico cloruro de, dimetil	(Tt)	T097
117□84□0	Di-n-octil ftalato	(Tt)	T107
621□64□7	Di-n-propilnitrosamina/1-Propanamina, n-nitroso-n-propil-	(Tt)	T111
142□84□7	Dipropilamina/1-Propanamina, n-propil-	(I,Tt)	T110
106□89□8	Epiclorohidrin/Oxirano, (clorometil)-2-	(Tt)	T041
18883□66□4	Estreptozotocina/D-glucosa, 2-deoxi-2-[[[metilnitrosoamino]-carbonoil]amino]	(Tt)	T206
75□07□0	Etanal/Acetaldehído	(I,Tt)	T001
127□18□4	Eteno, tetracloro-	(Tt)	T210
51-79-6	Etil carbamato (uretano)/Carbámico ácido, etil éster	(Tt)	T238
60-29-7	Etil éter	(I,Tt)	T117
97-63-2	Etil metacrilato/2-Propenoico ácido, 2-metil-, etil éster	(Tt)	T118
62-50-0	Etil metanosulfonato/Metanosulfónico ácido, etil éster	(Tt)	T119

110□80□5	Etilen glicol monoetil éter/Etanol, 2-etoxi-	(Tt)	T359
107-06-2	Etileno dicloruro de/1,2-Dicloroetano	(Tt)	T077
96□45□7	Etilentiourea/2-imidazolidintona	(Tt)	T116
75□34□3	Etilideno, dicloruro de/Etano 1,1-dicloro-	(Tt)	T076
141□78□6	Etilo, acetato de/Acético ácido, etil éster	(I,Tt)	T112
140□88□5	Etilo, acrilato de/2-Propenoico ácido, etil éster	(I,Tt)	T113
62□44□2	Fenacetina	(Tt)	T187
108□95□2	Fenol	(Tt)	T188
206□44□0	Fluoranteno	(Tt)	T120
7664□39□3	Fluorhídrico, ácido	(C,Tt)	T134
50□00□0	Formaldehído	(Tt)	T122
64□18□6	Fórmico, ácido	(C,Tt)	T123
1314□80□3	Fósforo, sulfuro de	(R,Tt)	T189
85□44□9	Ftálico anhídrido/1,3-Isobenzofurandiona	(Tt)	T190
98□01□1	Furfural	(I,Tt)	T125
110□00□9	Furfurano/Furan	(I,Tt)	T124
58-89-9	Gamma-BHC/Lindano	(Tt)	T129
118□74□1	Hexaclorobenceno	(Tt)	T127
87□68□3	Hexaclorobutadieno/1,3-Butadieno, 1,1,2,3,4,4-hexacloro	(Tt)	T128
77□47□4	Hexaclorociclopentadieno/1,3-Ciclopentadieno, 1,2,3,4,5,5-hexacloro-	(Tt)	T130
67□72□1	Hexacloroetano	(Tt)	T131
70□30□4	Hexaclorofeno/2,2□-Metileno bis[3,4,6-triclorofenol	(Tt)	T132
1888□71□7	Hexacloropropeno/1-Propeno, 1,1,2,3,3,3-hexacloro-	(Tt)	T243
302□01□2	Hidrazina	(R,Tt)	T133
1615□80□1	Hidrazina, 1,2-dietil-	(Tt)	T086
193□39□5	Indeno[1,2,3-cd]pireno	(Tt)	T137
78□83□1	Isobutil alcohol/1-Propanol, 2-metil-	(I,Tt)	T140
120□58□1	Isosafrola	(Tt)	T141
143□50□0	Kepona	(Tt)	T142
303□34□1	Lasiocarpina	(Tt)	T143
123□33□1	Maleica, hidracida/3,6-Piridazinediona, 1,2-dihidro-,	(Tt)	T148
108□31□6	Maleico, anhídrido/2,5-Furandiona	(Tt)	T147
109□77□3	Malononitrilo/Propanodinitrilo	(Tt)	T149
541□73□1	M-diclorobenceno/Benceno, 1,3-dicloro-	(Tt)	T071
148□82□3	Melfalan/L-fenilalanina, 4-[bis(2-Cloroetil)amino]	(Tt)	T150
7439-97-6	Mercurio (todas las formas)	(Tt)	T151
126□98□7	Metacrilonitrilo/2-Propenenitrilo, 2-metil	(I,Tt)	T152
67□56□1	Metanol	(I,Tt)	T154
91□80□5	Metapirileno	(Tt)	T155
79□22□1	Metil clorocarbonato/carbonoclorídico ácido, metil éster	(I,Tt)	T156
71-55-6	Metil cloroformo/1,1,1-tricloroetano	(Tt)	T226
78□93□3	Metil etil cetona (MEK)/2-butanona	(I,Tt)	T159
1338□23□4	Metil etil cetona peróxido/2-butanona, peróxido	(R,Tt)	T160
108□10□1	Metil isobutil cetona/4-Metil-2-pentanona/4-Metilpentanol	(I,Tt)	T161
80□62□6	Metil metacrilato/2-Propenoico ácido, 2-metil-, metil éster	(I,Tt)	T162
74-95-3	Metileno bromuro de	(Tt)	T068
75□09□2	Metileno cloruro de/Metano, dicloro-	(Tt)	T080

75□09□2	Metileno cloruro de/Metano, dicloro-	(Tt)	T080
74-87-3	Metilo cloruro de	(l,Tt)	T045
74-88-4	Metilo, ioduro de	(Tt)	T138
56□04□2	Metiltiouracilo	(Tt)	T164
2385-85-5	Mirex	(Tt)	T1000
50□07□7	Mitomicin C	(Tt)	T010
70□25□7	MNNG/Guanidina, n-metil-n'-nitro-n-nitroso-	(Tt)	T163
91□20□3	Naftaleno	(Tt)	T165
71□36□3	n-Butil alcohol/1-Butanol	(l,Tt)	T031
98□95□3	Nitrobenceno	(l,Tt)	T169
1116□54□7	n-Nitrosodietanolamina	(Tt)	T173
55□18□5	n-Nitrosodietilamina	(Tt)	T174
924□16□3	n-Nitrosodi-n-butilamina	(Tt)	T172
759□73□9	n-Nitroso-n-etilurea	(Tt)	T176
684□93□5	n-Nitroso-n-metilurea	(Tt)	T177
615□53□2	n-Nitroso-n-metiluretano/Carbámico ácido, metilnitroso-, etil éster	(Tt)	T178
100□75□4	n-Nitrosopiperidina/Piperidina, 1-nitroso	(Tt)	T179
930□55□2	n-Nitrosopirrolidina/Pirrolidina, 1-nitroso	(Tt)	T180
107□10□8	n-Propilamina/1-Propanamina	(l,Tt)	T194
3288□58□2	o,o-dietil s-metil ditiofosfato	(Tt)	T087
95-57-8	o-Clorofenol/2-Clorofenol	(Tt)	T048
95□50□1	o-Diclorobenceno	(Tt)	T070
95□53□4	o-Toluidina	(Tt)	T328
636-21-5	o-Toluidina, hidrocloreuro de	(Tt)	T222
75□21□8	Oxirano/Etileno, óxido de	(l,Tt)	T115
765□34□4	Oxiranocarboxialdehído/Glicidilaldehído	(Tt)	T126
123□63□7	Paraldehído/1,3,5-Trioxano, 2,4,6-trimetil-	(Tt)	T182
59□50□7	p-Cloro-m-cresol/4-Cloro-3-metilfenol	(Tt)	T039
106□46□7	p-Diclorobenceno	(Tt)	T072
60□11□7	p-Dimetilaminoazobenceno	(Tt)	T093
608□93□5	Pentaclorobenceno	(Tt)	T183
76□01□7	Pentacloroetano	(Tt)	T184
82□68□8	Pentacloronitrobenceno (PCNB)	(Tt)	T185
110□86□1	Piridina	(Tt)	T196
1335□32□6	Plomo, subacetato/Plomo, bis(acetato-o)tetrahidroxitri-	(Tt)	T146
301□04□2	Plomo, acetato de	(Tt)	T144
7446□27□7	Plomo, fosfato de	(Tt)	T145
100□02□7	p-Nitrofenol/4-Nitrofenol	(Tt)	T170
122□42□9	Profam/Carbámico ácido, fenil-, 1-metiletil éster	(Tt)	T373
23950□58□5	Pronamida	(Tt)	T192
78-87-5	Propileno, dicloruro de/1,2-Dicloropropano	(Tt)	T083
114□26□1	Propoxur/Fenol, 2-(1-metiletoxi)-, metilcarbamato	(Tt)	T411
52888□80□9	Prosulfocarb/Carbamotioico ácido, dipropil-, s-(fenilmetil) éster	(Tt)	T387
106□49□0	p-Toluidina	(Tt)	T353
50□55□5	Reserpina	(Tt)	T200
108□46□3	Resorcinol	(Tt)	T201
(1) 81□07□2	Sacarina, y sales/1,2-Benzisotiazol-3(2h)-ona, 1,1-dióxido, y sales	(Tt)	T202
94□59□7	Safrole	(Tt)	T203

7783□00□8	Selenio, dióxido de	(Tt)	T204
7488□56□4	Selenio, sulfuro de SeS_2	(R,Tt)	T205
7783□06□4	Sulfhídrico, ácido	(Tt)	T135
563□68□8	Talio, acetato de	(I,Tt)	T214
6533□73□9	Talio, carbonato de/Carbonoico ácido, ditalio(1+) sal	(I,Tt)	T215
7791□12□0	Talio, cloruro de	(Tt)	T216
10102□45□1	Talio, nitrato de/Nítrico ácido, sal de talio (1+)	(I,Tt)	T217
127□18□4	Tetracloroetileno	(Tt)	T210
109□99□9	Tetrahidrofurano	(I,Tt)	T213
62□55□5	Tioacetamida/Etanotioamida	(Tt)	T218
59669□26□0	Tiodicarb	(Tt)	T410
23564□05□8	Tiofanato-metil	(Tt)	T409
74□93□1	Tiometano/Metanotiol	(I,Tt)	T153
62□56□6	Tiourea	(Tt)	T219
137□26□8	Tiram	(Tt)	T244
25376□45□8	Toluendiamina	(Tt)	T221
26471□62□5	Tolueno, diisocianato de	(R,Tt)	T223
108□88□3	Tolueno/Metilbenceno	(Tt)	T220
156-60-5	Trans-1,2-dicloroetileno/1,2-dicloroetileno	(Tt)	T079
2303□17□5	Trialato	(Tt)	T389
75-25-2	Tribromometano/Bromoforno	(Tt)	T225
79□01□6	Tricloroetileno	(Tt)	T228
75□69□4	Tricloromonofluorometano	(Tt)	T121
121□44□8	Trietilamina/Etanamina, n,n-dietil-	(I,Tt)	T404
72□57□1	Tripan, azul de	(Tt)	T236
126□72□7	Tris (2,3-dibromopropil) fosfato/1-propanol, 2,3-dibromo-, fosfato (3:1)	(Tt)	T235
66□75□1	Uracilo, mostaza de	(Tt)	T237
75□01□4	Vinilo, cloruro de/Cloroeteno	(Tt)	T043
(1) 81□81□2	Warfarina, y sales, cuando están presentes en concentraciones menores que 0.3%	(Tt)	T248
1330□20□7	Xileno, isómeros	(Tt)	T239
1314□84□7	Zinc, fosfuro de Zn_3P_2 , cuando está presente en concentraciones menores o iguales a 10%	(Tt)	T249

NOTAS:

- 1.- En el caso de familias de isómeros de compuestos orgánicos, sólo se menciona el nombre del grupo, todos los isómeros se deben considerar constituyentes tóxicos (p.e. diclorobencenos, incluye al 1,2 1,3 y 1,4 diclorobencenos).
- 2.- La llamada (1) indica el número CAS de un compuesto equivalente.

LISTADO 5**CLASIFICACION POR TIPO DE RESIDUOS, SUJETOS A CONDICIONES PARTICULARES DE MANEJO**

Residuo	CPR	Clave
BATERIAS, CELDAS Y PILAS		
CELDAS DE DESECHO EN LA PRODUCCION DE BATERIAS NIQUEL-CADMIO	(T)	RP 1/01
PILAS O BATERIAS ZINC-OXIDO DE PLATA USADAS O DESECHADAS	(T)	RP 1/02
CATALIZADORES GASTADOS		
CATALIZADOR GASTADO CON OXIDOS DE FIERRO, CROMO Y POTASIO PROVENIENTES DEL REACTOR DE DESHIDROGENACION EN LA PRODUCCION DE ESTIRENO	(T)	RP 2/01
CATALIZADOR GASTADO DE CLORURO DE MERCURIO EN LA PRODUCCION DE CLORO	(T)	RP 2/02
CATALIZADOR GASTADO DE LA PURGA DE LA TORRE DE APAGADO EN LA PRODUCCION DE ACRILONITRILLO	(T)	RP 2/03
CATALIZADORES GASTADOS EN LA PRODUCCION DE MATERIALES PLASTICOS Y RESINAS SINTETICAS	(T)	RP 2/04
CATALIZADORES GASTADOS DE VEHICULOS AUTOMOTORES	(T,C)	RP 2/05
ESCORIAS		
ESCORIAS PROVENIENTES DEL HORNO DE FUNDICION DE CHATARRA EN LA PRODUCCION DE ALUMINIO	(T)	RP 3/01
ESCORIAS PROVENIENTES DEL HORNO ELECTRICO EN LA PRODUCCION DE FOSFORO	(T)	RP 3/02
ESCORIAS PROVENIENTES DEL HORNO EN LA PRODUCCION SECUNDARIA DE COBRE	(T)	RP 3/03
ESCORIAS PROVENIENTES DEL HORNO EN LA PRODUCCION SECUNDARIA DE PLOMO	(T)	RP 3/04
LODOS		
ACABADO DE METALES Y GALVANOPLASTIA		
LODOS DE LOS TANQUES DE ENFRIAMIENTO CON ACEITES UTILIZADOS EN LAS OPERACIONES DE TRATAMIENTO EN CALIENTE DE METALES	(T)	RP 4/01
LODOS PROVENIENTES DE LAS OPERACIONES DE DECAPADO O DEL DESENGRASADO	(T)	RP 4/02
LODOS PROVENIENTES DE LOS BAÑOS DE CADMIZADO, COBRIZADO, CROMADO, ESTAÑADO, FOSFATIZADO, LATONADO, NIQUELADO, PLATEADO, TROPICALIZADO O ZINCADO DE PIEZAS METALICAS	(T,C)	RP 4/03
BENEFICIO DE METALES		
LODOS DEL ANODO ELECTROLITICO EN LA PRODUCCION PRIMARIA DE ZINC	(T)	RP 4/04
LODOS DEL EQUIPO DE CONTROL DE EMISIONES DE HORNOS ELECTRICOS EN LA PRODUCCION DE HIERRO Y ACERO	(T)	RP 4/05
LODOS DEL LAVADOR DE GASES EN LA FUNDICION Y REFINADO DE ALUMINIO	(T)	RP 4/06
LODOS DE LA MANUFACTURA DE ALEACIONES DE NIQUEL	(T)	RP 4/07
LODOS DE LAS PURGAS DE LAS PLANTAS DE ACIDO EN LA PRODUCCION PRIMARIA DE COBRE	(T)	RP 4/08
LODOS DEL EQUIPO DE CONTROL DE EMISIONES DE LA PRODUCCION DE FERROALEACIONES DE HIERRO-CROMO-SILICIO	(T)	RP 4/09
LODOS PROVENIENTES DE LA LAGUNA DE EVAPORACION EN LA PRODUCCION PRIMARIA DE PLOMO	(T)	RP 4/10
LODOS DEL EQUIPO DE CONTROL DE EMISIONES DEL AFINADO EN LA PRODUCCION PRIMARIA DE PLOMO	(T)	RP 4/11
CURTIDURIA		
LODOS GENERADOS EN EL PROCESO DE DESENCALADO Y DEPILADO	(C,R)	RP 4/12
LODOS GENERADOS EN EL PROCESO DE PELAMBRE O DEPILADO (ENCALADO)	(C,R)	RP 4/13
LODOS GENERADOS EN LA ETAPA DE CURTIDO AL CROMO	(C)	RP 4/14
MATERIALES PLASTICOS Y RESINAS SINTETICAS		
LODOS DE LAS AGUAS RESIDUALES DE LOS SISTEMAS DE LAVADO DE EMISIONES ATMOSFERICAS	(T)	RP 4/15
LODOS DE TANQUES DE ALMACENAMIENTO DE MONOMEROS	(T,I)	RP 4/16
METALMECANICA		
LODOS GENERADOS EN LAS CASETAS DE APLICACION DE PINTURA	(T)	RP 4/17
LODOS PRODUCTO DE LA REGENERACION DE ACEITES DE ENFRIAMIENTO GASTADOS	(T)	RP 4/18
PETROLEO, GAS Y PETROQUIMICA		
LODOS DE LOS SEPARADORES API Y CARCAMOS EN LA PRODUCCION DE PETROQUIMICOS	(T,I)	RP 4/19
PINTURAS Y PRODUCTOS RELACIONADOS		
LODOS DE DESTILACION DE SOLVENTES	(T)	RP 4/20

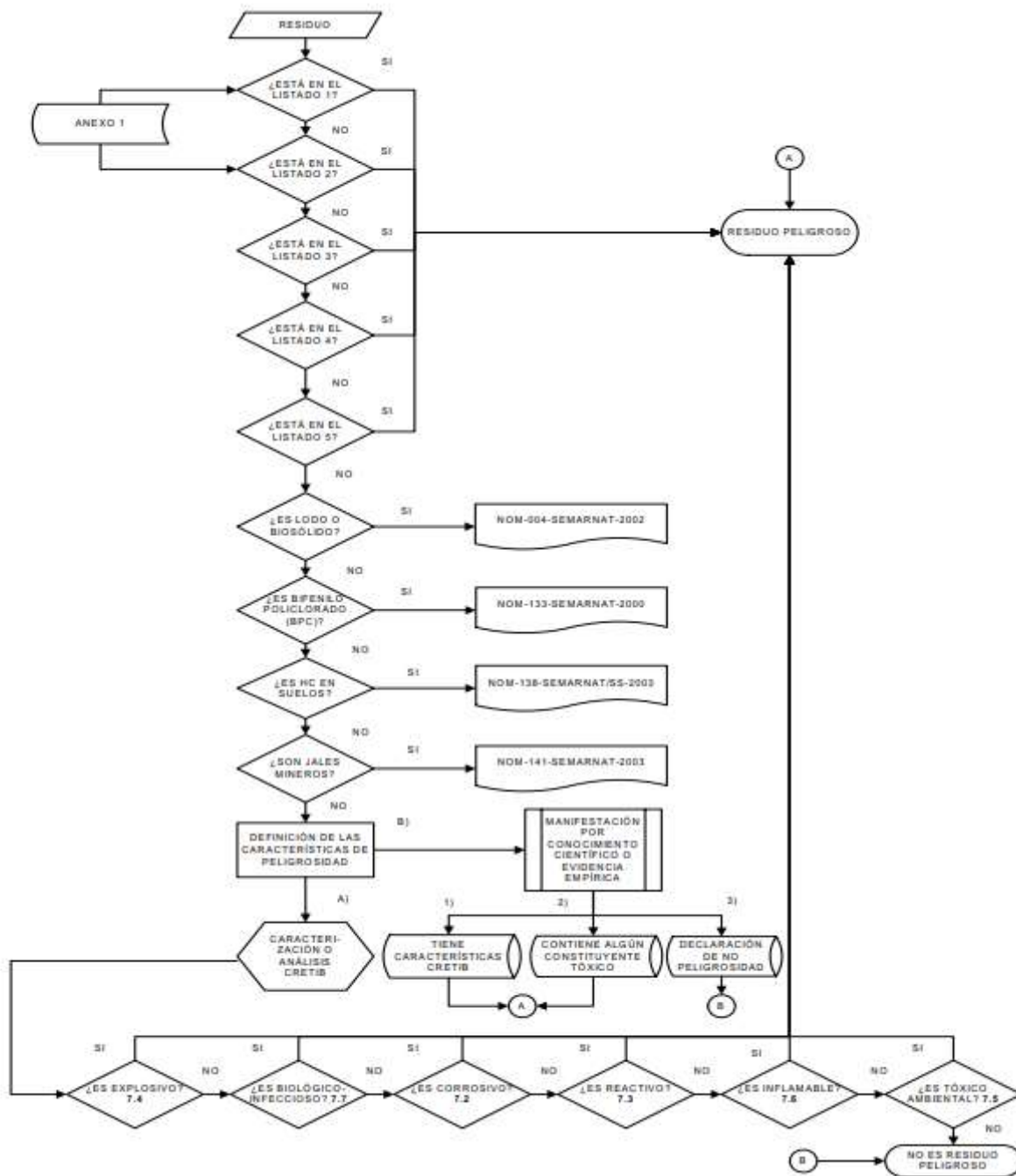
LODOS DE TRATAMIENTO DE AGUAS RESIDUALES		
ACABADO DE METALES Y GALVANOPLASTIA		
LODOS DE TRATAMIENTO DE LAS AGUAS RESIDUALES PROVENIENTES DE LAS OPERACIONES DE ENJUAGUE DE PIEZAS METÁLICAS PARA REMOVER SOLUCIONES CONCENTRADAS	(T)	RP 5/01
PILAS Y BATERÍAS		
LODOS DE TRATAMIENTO DE AGUAS RESIDUALES EN LA PRODUCCIÓN DE BATERÍAS PLOMO-ACIDO	(T)	RP 5/02
LODOS DEL TRATAMIENTO DE AGUAS RESIDUALES EN LA PRODUCCIÓN DE BATERÍAS NIQUEL-CADMIO	(T)	RP 5/03
QUÍMICA INORGÁNICA		
LODOS DEL TRATAMIENTO DE LAS AGUAS RESIDUALES EN LA PRODUCCIÓN DE ACIDO FLUORHÍDRICO	(T)	RP 5/04
POLVOS		
BENEFICIO DE METALES		
POLVOS DEL EQUIPO DE CONTROL DE EMISIONES DE HORNOS ELÉCTRICOS EN LA PRODUCCIÓN DE HIERRO Y ACERO	(T)	RP 6/01
POLVOS DEL EQUIPO DE CONTROL DE EMISIONES DEL AFINADO EN LA PRODUCCIÓN PRIMARIA DE PLOMO	(T)	RP 6/02
POLVOS DEL EQUIPO DE CONTROL DE EMISIONES DE LA PRODUCCIÓN DE FERROALEACIONES DE HIERRO-CROMO	(T)	RP 6/03
POLVOS DEL EQUIPO DE CONTROL DE EMISIONES DE LA PRODUCCIÓN DE FERROALEACIONES DE HIERRO-CROMO-SILICIO	(T)	RP 6/04
QUÍMICA INORGÁNICA		
POLVOS RECUPERADOS EN EL PRECIPITADOR ELECTROSTÁTICO O CASA DE BOLSA EN LA PRODUCCIÓN DE FOSFORO	(T)	RP 6/05
OTROS RESIDUOS		
ACABADO DE METALES Y GALVANOPLASTIA		
ACEITES GASTADOS EN LAS OPERACIONES DE TRATAMIENTO EN CALIENTE DE METALES	(T)	RP 7/01
SALES PRECIPITADAS DE LOS BAÑOS DE REGENERACION DE NIQUEL	(T)	RP 7/02
RESIDUOS CONTENIENDO MERCURIO DE LOS PROCESOS ELECTROLITICOS	(T)	RP 7/03
RESIDUOS DE CATALIZADORES AGOTADOS	(T,C)	RP 7/04
BENEFICIO DE METALES		
COLAS EN LAS PLANTAS DE MANUFACTURA DE FERROALEACIONES DE HIERRO-NIQUEL	(T)	RP 7/05
PURGAS DE LA PLANTA DE ACIDO EN LA PRODUCCIÓN PRIMARIA DE ZINC	(T)	RP 7/06
RESIDUO DE LIXIVIADO DE LA PLANTA DE CADMIO EN LA PRODUCCIÓN PRIMARIA DE ZINC	(T)	RP 7/07
COMPONENTES ELECTRONICOS		
RESIDUOS DE SOLDADURA EN LA PRODUCCIÓN DE CIRCUITOS ELECTRONICOS QUE CONTENGAN PLOMO U OTROS METALES DE LA TABLA 2 DE ESTA NOM	(T)	RP 7/08
RESIDUOS DE SOLVENTES EMPLEADOS EN LA LIMPIEZA DE LAS PLACAS EN LA PRODUCCIÓN DE CIRCUITOS ELECTRONICOS	(T)	RP 7/09
RESIDUOS GENERADOS EN LA PREPARACION DE PIGMENTOS MAGNETICOS Y EN LA PREPARACION DE LA MEZCLA DE COBERTURA EN LA PRODUCCIÓN DE CINTAS MAGNETICAS	(T)	RP 7/10
RESIDUOS PROVENIENTES DEL RECUBRIMIENTO DE TUBOS ELECTRONICOS DURANTE LA PRODUCCIÓN DE LOS MISMOS	(T)	RP 7/11
CURTIDURIA		
RESIDUOS QUE CONTIENEN CROMO POR ENCIMA DE LOS LMP DE LA TABLA 2 EXCEPTO SI: TODAS LAS SALES O SOLUCIONES UTILIZADAS EN EL PROCESO PRODUCTOR SEAN DE CROMO TRIVALENTE Y LOS RESIDUOS SE MANEJEN DURANTE TODO SU CICLO DE VIDA EN CONDICIONES NO OXIDANTES	(T)	RP 7/12

EXPLOSIVOS		
RESIDUOS DE ACIDOS GASTADOS DE LA MANUFACTURA DE DINAMITA Y POLVORA	(R,E)	RP 7/13
RESIDUOS DE LA MANUFACTURA DE CERILLOS Y PRODUCTOS PIROTECNICOS	(R,E)	RP 7/14
RESIDUOS DE LA MANUFACTURA DEL PROPELENTE SOLIDO	(R,E)	RP 7/15
MATERIALES PLASTICOS Y RESINAS SINTETICAS		
FONDOS DE TANQUES DE ALMACENAMIENTO DE MONOMEROS EN LA PRODUCCION DE MATERIALES PLASTICOS Y RESINAS SINTETICAS	(T,I)	RP 7/16
METALMECANICA		
ACEITES GASTADOS DE CORTE Y ENFRIAMIENTO EN LAS OPERACIONES DE TROQUELADO, FRESADO, TALADRADO Y ESMERILADO	(T)	RP 7/17
CARBON ACTIVADO AGOTADO PROVENIENTE DEL SISTEMA DE EMISIONES DE LA CASETA DE PINTADO	(T)	RP 7/18
RESIDUOS DEL PROCESO DE EXTRUSION DE TUBERIA DE COBRE	(T)	RP 7/19
RESIDUOS DE LAS OPERACIONES DE LIMPIEZA ALCALINA O ACIDA	(C,T)	RP 7/20
PETROLEO, GAS Y PETROQUIMICA		
ACEITES SOLUBLES EN ACIDO (ASAS) PROVENIENTES DE LOS PROCESOS DE ALQUILACION DE HIDROCARBUROS	(I)	RP 7/21
AMINAS GASTADAS, FILTROS DE AMINA CONTAMINADA, LODOS DE AMINA, SOLUCION ACUOSA DE AMINA CONTAMINADA, PRODUCTOS DE LA DEGRADACION DE LA AMINA, ASI COMO SOLIDOS RECUPERADOS (FONDOS) PROVENIENTES DEL PROCESO DE ENDULZAMIENTO DEL GAS Y CONDENSADOS AMARGOS. OTROS PRODUCTOS DE LA DEGRADACION DE AMINAS DEL PROCESO DE ENDULZAMIENTO, CRACKING Y FRACCIONAMIENTO DE AZUFRE	(T)	RP 7/22
CLORADOS INTERMEDIOS PROVENIENTES DEL FONDO DE LA COLUMNA REDESTILADORA DE MONOMERO DE VINILO	(C,T,I)	RP 7/23
CLORADOS PESADOS PROVENIENTES DE LOS FONDOS DE LA COLUMNA DE PURIFICACION DE DICLOROETANO	(C,T,I)	RP 7/24
DERIVADOS HEXACLORADOS PROVENIENTES DE LOS FONDOS DE LA COLUMNA DE RECUPERACION DE PERCLOROETILENO	(T)	RP 7/25
POLIMERO DE LA PURGA DE LA TORRE DE APAGADO EN LA PRODUCCION DE ACRILONITRILLO	(T)	RP 7/26
RESIDUOS DE LA DESHIDROGENACION DEL N-BUTANO EN LA PRODUCCION DE BUTADIENO	(T)	RP 7/27
SEDIMENTO IMPREGNADO DE HIDROCARBUROS PROVENIENTES DE LAS CORRIDAS DE DIABLO	(T)	RP 7/28
SOSAS GASTADAS Y SOSAS FENOLICAS PROVENIENTES DE LOS PROCESOS DE ENDULZAMIENTO DE HIDROCARBUROS	(C,T)	RP 7/29
PILAS Y BATERIAS		
PASTA DE DESECHO EN LA PRODUCCION DE PILAS SECAS (CELDAS PRIMARIAS-ALCALINAS Y ACIDAS)	(T)	RP 7/30
RESIDUOS DE LOS HORNOS DE LA PRODUCCION DE BATERIAS DE MERCURIO	(T)	RP 7/31
PINTURAS Y PRODUCTOS RELACIONADOS		
FELPAS IMPREGNADAS DE PIGMENTOS DE CROMO Y PLOMO	(T)	RP 7/32
RESIDUOS DE AGENTES SECANTES PARA PINTURAS, LACAS, BARNICES, MASILLAS PARA RESANAR Y PRODUCTOS DERIVADOS	(T)	RP 7/33
RESIDUOS DE DISOLVENTES EMPLEADOS EN EL LAVADO DE LOS EQUIPOS DE PROCESO	(T,C)	RP 7/34
RESIDUOS DE MONOMEROS AUTOPOLIMERIZABLES	(T,R)	RP 7/35
RESIDUOS DE RETARDADORES DE FLAMA	(T)	RP 7/36
RESIDUOS DEL EQUIPO DE CONTROL DE LA CONTAMINACION DEL AIRE	(T)	RP 7/37
QUIMICA FARMACEUTICA		
CARBON ACTIVADO GASTADO DE LA PRODUCCION DE FARMOQUIMICOS Y MEDICAMENTOS QUE HAYA TENIDO CONTACTO CON PRODUCTOS QUE CONTENGAN CONSTITUYENTES TOXICOS DE LOS LISTADOS 3 Y 4 DE ESTA NORMA	(T)	RP 7/38

LOS MEDICAMENTOS FUERA DE ESPECIFICACIONES O CADUCOS QUE NO APAREZCAN EN LOS LISTADOS 3 Y 4 DE ESTA NORMA OFICIAL MEXICANA	(T)	RP 7/39
RESIDUOS BIOLÓGICOS NO INACTIVADOS DE LA PRODUCCIÓN DE BIOLÓGICOS Y HEMODERIVADOS	(B)	RP 7/40
RESIDUOS DE LA PRODUCCIÓN DE BIOLÓGICOS Y HEMODERIVADOS QUE CONTENGAN CONSTITUYENTES TÓXICOS DE LOS LISTADOS 3 Y 4 DE ESTA NORMA	(B)	RP 7/41
RESIDUOS DE LA PRODUCCIÓN DE FARMOQUÍMICOS Y MEDICAMENTOS QUE CONTENGAN CONSTITUYENTES TÓXICOS DE LOS LISTADOS 3 Y 4 DE ESTA NORMA	(T)	RP 7/42
QUÍMICA INORGÁNICA		
FILTRO AYUDA GASTADO (TORTAS DE FILTROS) EN LA PRODUCCIÓN DE FOSFORO Y PIGMENTOS DE CROMO Y DERIVADOS	(T)	RP 7/43
RESIDUOS DE LA PRODUCCIÓN DE CARBONILO DE NIQUEL	(T)	RP 7/44
QUÍMICA ORGÁNICA		
MEDIOS FILTRANTES GASTADOS DE LA PRODUCCIÓN DE 2,4,6-TRIBROMOFENOL	(T)	RP 7/45
RESIDUOS Y SUBPRODUCTOS DEL REACTOR EN LA PRODUCCIÓN DEL NITROBENCENO	(T)	RP 7/46
RESIDUOS DE LA DESTILACIÓN EN LA PRODUCCIÓN DE ANHÍDRIDO MALEICO	(T, C)	RP 7/47
RESIDUOS DE LA PRODUCCIÓN DE 2,4,6-TRIBROMOFENOL	(T)	RP 7/48
RESIDUOS DE LAS TORRES DE LAVADO DE GASES EN LA PRODUCCIÓN DE METIL ETIL PIRIDINA	(T)	RP 7/49
TEXTILES		
AGENTES MORDIENTES GASTADOS RESIDUALES	(T)	RP 7/50
RESIDUOS ÁCIDOS O ALCALINOS	(C)	RP 7/51
RESIDUOS DE ADHESIVOS Y POLÍMEROS	(T)	RP 7/52
RESIDUOS DE AGENTES ENLAZANTES Y DE CARBONIZACIÓN	(T)	RP 7/53
RESIDUOS PROVENIENTES DEL BLANQUEADO	(C,T)	RP 7/54
VARIOS		
CENIZAS DE INCINERACIÓN DE RESIDUOS	(T)	RP 7/55
GASOLINA, DIESEL Y NAFTAS GASTADOS O SUCIOS PROVENIENTES DE ESTACIONES DE SERVICIO Y TALLERES AUTOMOTRICES	(T)	RP 7/56
RESIDUOS DE LÍQUIDO BLANQUEADOR, FIJADOR, ESTABILIZADOR Y AGUAS DE ENJUAGUE PROVENIENTES DEL REVELADO DE PAPEL FOTOGRÁFICO, PLACAS RADIOGRÁFICAS O DE RAYOS X Y FOTOLITOS	(T)	RP 7/57
SOLUCIONES GASTADAS		
ACABADO DE METALES Y GALVANOPLASTIA		
SOLUCIONES GASTADAS DE LOS BAÑOS DE ANODIZACIÓN DEL ALUMINIO	(T)	RP 8/01
SOLUCIONES GASTADAS DE CIANURO DE LOS CRISOLES DE LIMPIEZA CON BAÑOS DE SALES EN LAS OPERACIONES DE TRATAMIENTO EN CALIENTE DE METALES	(R,T)	RP 8/02
SOLUCIONES GASTADAS PROVENIENTES DE LAS OPERACIONES DE DECAPADO	(T)	RP 8/03
SOLUCIONES GASTADAS PROVENIENTES DE LOS BAÑOS DE CADMIZADO, COBRIZADO, CROMADO, ESTAÑADO, FOSFATIZADO, LATONADO, NIQUELADO, PLATEADO, TROPICALIZADO O ZINCADO DE PIEZAS METÁLICAS	(T,C)	RP 8/04
BENEFICIO DE METALES		
SOLUCIÓN GASTADA DEL LAVADOR DE GASES QUE PROVIENE DEL PROCESO DEL AFINADO EN LA PRODUCCIÓN PRIMARIA DE PLOMO	(T)	RP 8/05
COMPONENTES ELECTRONICOS		
SOLUCIONES ÁCIDAS GASTADAS PROVENIENTES DE LA LIMPIEZA EN LA PRODUCCIÓN DE SEMICONDUCTORES	(T)	RP 8/06
SOLUCIONES GASTADAS PROVENIENTES DEL BAÑO DE PLAQUEADO EN LA PRODUCCIÓN DE CIRCUITOS ELECTRONICOS	(T)	RP 8/07
METALMECANICA		
SOLUCIONES GASTADAS DE LOS BAÑOS DE TEMPLADO PROVENIENTES DE LAS OPERACIONES DE ENFRIAMIENTO	(T)	RP 8/08
SOLUCIONES GASTADAS PROVENIENTES DE LA EXTRUSIÓN	(C,T)	RP 8/09
PRE SERVICION DE LA MADERA		
SOLUCIONES GASTADAS GENERADAS EN LOS PROCESOS DE PRESERVACION DE LA MADERA	(T)	RP 8/10

FIGURA 1.

DIAGRAMA DE FLUJO DEL PROCEDIMIENTO PARA IDENTIFICAR LA PELIGROSIDAD DE UN RESIDUO (LISTADOS Y CARACTERIZACION)



Para los residuos peligrosos de los Listados 1 y 2 se podrán solicitar Condiciones Particulares de Manejo, según lo establecido en el Reglamento.

ANEXO 1

BASES PARA LISTAR RESIDUOS PELIGROSOS POR “FUENTE ESPECIFICA” Y “FUENTE NO ESPECIFICA”, EN FUNCION DE SUS TOXICIDADES AMBIENTAL, AGUDA O CRONICA

Clave	Constituyentes por los que se listaron los residuos
E1/01	Cianuro (complejos)
E1/02	Cromo hexavalente, plomo
E1/03	Cromo hexavalente, plomo, cadmio
E1/04	Plomo, benceno, benzo(a)pireno, dibenz(a,h)antraceno, benzo(a)antraceno, benzo(b)fluoranteno, benzo(k)fluoranteno, 3-metilclorantreno, 7,12-dimetilbenz(a)antraceno
E2/01	Arsénico, benceno, benzo(a)antraceno, benzo(b)fluoranteno, benzo(k)fluoranteno, benzo(a)pireno, cianuro, compuestos fenólicos, dibenz(a,h)antraceno, fenol, indeno(1,2,3-cd)pireno, naftaleno
E3/01	N.A.
E3/02	Plomo
E3/03	N.A.
E4/01	Benceno y arsénico
E4/02	Benceno, benzo(a)pireno, criseno, plomo, cromo
E4/03	Benceno, benzo(a)pireno, criseno, plomo, cromo
E4/04	Cromo hexavalente, plomo
E4/05	Plomo, benceno, benzo(a)pireno, dibenz(a,h)antraceno, benzo(a)antraceno, benzo(b)fluoranteno, benzo(k)fluoranteno, 3-metilclorantreno, 7,12-dimetilbenz(a)antraceno.
E4/06	Cromo hexavalente
E4/07	Cromo hexavalente, plomo
E4/08	Cromo hexavalente, plomo
E4/09	Cloroformo, formaldehído, cloruro de metileno, cloruro de metilo, paraldehído, ácido fórmico
E4/10	Cloroformo, formaldehído, cloruro de metileno, cloruro de metilo, paraldehído, ácido fórmico, cloracetaldehído
E4/11	Clorometano, diclorometano, triclorometano, tetracloruro de carbono, cloroetileno, 1,1-dicloroetano, 1,2-dicloroetano, trans-1-1-dicloroetileno, 1,1-dicloroetileno, 1,1,1-tricloroetano, 1,1,2-tricloroetano, tricloroetileno, 1,1,1,2-tetracloroetano, 1,1,2,2-tetracloroetano, tetracloroetileno, pentacloroetano, hexacloroetano, cloruro de alilo (3-cloropropano), dicloropropano, dicloropropeno, 2-cloro-1,3-butadieno, hexacloro-1,3-butadieno, hexaclorociclopentadieno, hexaclorociclohexano, benceno, clorobenceno, diclorobencenos, 1,2,4-triclorobenceno, tetraclorobenceno, pentaclorobenceno, hexaclorobenceno, tolueno, naftaleno
E5/01	Plomo, cromo hexavalente
E6/01	Arsénico, hexaclorociclopentadieno, creosota, criseno, naftaleno, fluoranteno, benzo(b)fluoranteno, benzo(a)pireno, indeno(1,2,3-cd)pireno, benzo(a)antraceno, dibenz(a)antraceno, acenaftaleno tolueno, ésteres de ácidos fósforditioico y fósfortioico, forato, formaldehído, toxafeno
E6/02	Arsénico, hexaclorociclopentadieno, clordano, heptacloro, tolueno, ésteres de ácidos fósforditioico y fósfortioico, forato, formaldehído, 2,4-diclorofenol, 2,6-diclorofenol, 2,4,6-triclorofenol, toxafeno, etilentiourea, dimetil sulfato y bromuro de metilo
E7/01	Pentaclorofenol, fenol, 2-clorofenol, p-cloro-m-cresol, 2,4-dimetilfenil, 2,4-dinitrofenol, triclorofenoles, tetraclorofenoles, 2,4-dinitrofenol, creosota, criseno, naftaleno, fluoranteno, benzo(b)fluoranteno, benzo(a)pireno, indeno(1,2,3-cd)pireno, benzo(a)antraceno, dibenz(a)antraceno, acenaftaleno
E8/01	Arsénico
E8/02	Arsénico
E9/01	Arsénico, plomo
E9/02	Antimonio
E9/03	Mercurio
E9/04	Mercurio

E9/05	Cloroformo, tetracloruro de carbono, hexacloroetano, tricloroetano, tetracloroetileno, dicloroetileno, 1,1,2,2-tetracloroetano
E9/06	Cromo hexavalente, plomo
E9/07	Cromo hexavalente, plomo
E9/08	Cromo hexavalente
E9/09	Cromo hexavalente
E9/10	Cianuro (complejos), cromo hexavalente
E9/11	Cromo hexavalente, plomo
E9/12	Cromo hexavalente
E9/13	Talio
E10/01	Acilonitrilo, acetónitrilo, ácido cianhídrico
E10/02	Acilonitrilo, acetónitrilo, ácido cianhídrico
E10/03	Acetonitrilo, acrilamida
E10/04	Anhídrido ftálico, anhídrido maléico
E10/05	Anhídrido ftálico, 1,4-naftoquinona
E10/06	Anhídrido ftálico, anhídrido maléico
E10/07	Anhídrido ftálico
E10/08	Anilina, difenilamina, nitrobenzoceno, fenilenediamina
E10/09	Anilina, nitrobenzoceno, fenilenediamina
E10/10	Tetracloruro de carbono, formaldehído, cloruro de metilo, cloruro de metileno, piridina, trietilamina
E10/11	Benceno, butilato, eptc, molinato, pebulato, vernolato
E10/12	Benomil, carbendazim, carbofurán, carbosulfán, cloroformo, cloruro de metileno
E10/13	Benomil, carbaril, carbendazim, carbofurán, carbosulfán, formaldehído, cloruro de metileno, trietilamina
E10/14	Antimonio, arsénico, metam-sodio, ziram
E10/15	Benceno, diclorobencenos, triclorobencenos, tetraclorobencenos, pentaclorobenceno, hexaclorobenceno, cloruro de bencilo
E10/16	Benceno, monoclorobenceno, diclorobencenos, 2,4,6-triclorofenol
E10/17	Cloruro de bencilo, clorobenceno, tolueno, triclorobenceno
E10/18	1,2-dicloroetano, tricloroetileno, hexaclorobutadieno, hexaclorobenceno
E10/19	Dicloroetileno, 1,1,1-tricloroetano, 1,1,2-tricloroetano, tetracloroetanos (1,1,2,2-tetracloroetano y 1,1,1,2-tetracloroetano), tricloroetileno, tetracloroetileno, tetracloruro de carbono, cloroformo, cloruro de vinilo, cloruro de vinilideno
E10/20	1,2,3,4,6,7,8-Heptaclorodibenzo-p-dioxina (1,2,3,4,6,7,8-HpCDD), 1,2,3,4,6,7,8-Heptaclorodibenzofurano (1,2,3,4,6,7,8-HpCDF), 1,2,3,4,6,7,8,9-Heptaclorodibenzofurano (1,2,3,4,6,7,8,9-HpCDF, HxCDDs (todas las Hexaclorodibenzo-p-dioxinas), HxCDFs (todos los Hexaclorodibenzofuranos, PeCDDs (todas las pentaclorodibenzo-p-dioxinas), OCDD (1,2,3,4,6,7,8,9-Octaclorodibenzo-p-dioxina), OCDF (1,2,3,4,6,7,8,9-Octaclorodibenzofurano), PeCDFs (todos los pentaclorodibenzofuranos), TCDDs (todas las Tetraclorodibenzo-p-dioxinas), TCDFs (todos los tetraclorodibenzofuranos)
E10/21	Mercurio
E10/22	Dibromuro de etileno
E10/23	Dibromuro de etileno
E10/24	Dibromuro de etileno
E10/25	Tetracloruro de carbono, tetracloroetileno, cloroformo, fosgeno
E10/26	Diisocianato de tolueno, toluen-2,4-diamina
E10/27	1,1-Dimetilhidracina
E10/28	1,1-Dimetilhidracina
E10/29	1,1-Dimetilhidracina

E10/31	2,4 Dinitrotolueno
E10/32	Epiclorohidrina, cloroéteres [bis(clorometil)éter y bis(2-cloroetil)éteres], tricloropropano, dicloropropanoles
E10/33	Breas de fenol (hidrocarburos poliaromáticos)
E10/34	Antimonio, tetracloruro de carbono, cloroformo
E10/35	Paraldehído, piridinas, 2-picolina
E10/36	Anilina, benceno, difenilamina, nitrobenceno, fenilendiamina
E10/37	meta-Dinitrobenceno, 2,4-dinitrotolueno
E10/38	Hexaclorobenceno, hexaclorobutadieno, tetracloruro de carbono, hexacloroetano, percloroetileno
E10/39	2,4-Toluendiamina, o-toluidina, p-toluidina, anilina
E10/40	2,4-Toluendiamina, o-toluidina, p-toluidina, anilina
E10/41	2,4-Toluendiamina, o-toluidina, p-toluidina
E10/42	2,4-Toluendiamina
E10/43	Triclorobenceno, cloruro de bencilo, cloroformo, clorometano, clorobenceno, 1,4-diclorobenceno, hexaclorobenceno, pentaclorobenceno, 1,2,4,5-tetraclorobenceno, tolueno
E10/44	Benceno, tetracloruro de carbono, cloroformo, hexaclorobenceno, pentaclorobenceno, tolueno, 1,2,4,5-tetraclorobenceno, tetracloroetileno
E10/45	Tetracloruro de carbono, cloroformo, clorometano, 1,4-diclorobenceno, hexaclorobenceno, pentaclorobenceno, 1,2,4,5-tetraclorobenceno, 1,1,2,2-tetracloroetano, tetracloroetileno, 1,2,4-triclorobenceno
E10/46	1,1,1-tricloroetano, cloruro de vinilo
E10/47	1,1,2-tricloroetano, 1,1,1,2-tetracloroetano, 1,1,2,2-tetracloroetano
E10/48	1,2-dicloroetano, 1,1,1-tricloroetano, 1,1,2-tricloroetano
E10/49	1,2-dicloroetano, 1,1,1-tricloroetano, cloruro de vinilo, cloruro de vinilideno, cloroformo
E10/50	Hexaclorobenceno, hexaclorobutadieno, hexacloroetano, 1,1,1,2-tetracloroetano, 1,1,2,2-tetracloroetano, dicloruro de etileno
NE 01	Asbestos
NE 02	Asbestos
NE 03	Asbestos
NE 04	Cianuro (complejos)
NE 05	Cadmio, cromo hexavalente, níquel, cianuro (complejos)
NE 06	Cromo hexavalente, cianuro (complejos)
NE 07	Cianuro (sales)
NE 08	Cianuro (sales)
NE 09	Cianuro (sales)
NE 10	Cianuro (sales)
NE 11	Cianuro (sales)
NE 12	Pentaclorodibenzo-p-dioxinas, hexaclorodibenzo-p-dioxinas, pentaclorodibenzofuranos, hexaclorodibenzofuranos, pentaclorofenol y sus derivados
NE 13	Tetraclorodibenzo-p-dioxinas, pentaclorodibenzo-p-dioxinas, hexaclorodibenzo-p-dioxinas, tetraclorodibenzofuranos, pentaclorodibenzofuranos, hexaclorodibenzofuranos
NE 14	Tetraclorodibenzo-p-dioxinas, pentaclorodibenzo-p-dioxinas, tetraclorodibenzofuranos, pentaclorodibenzofuranos, triclorofenoles, tetraclorofenoles y sus derivados ácidos, ésteres, éteres, aminas y otras sales clorofenóxicas
NE 15	Clorometano, diclorometano, triclorometano, tetracloruro de carbono, cloroetileno, 1,1 dicloroetano, 1,2-dicloroetano, trans-1,2-dicloroetileno, 1,1-dicloroetileno, 1,1,1-tricloroetano, 1,1,2-tricloroetano, tricloroetileno, 1,1,1,2-tetracloroetano, 1,1,2,2-tetracloroetano, tetracloroetileno, pentacloroetano, hexacloroetano, cloruro de alilo (3-cloropropeno), dicloropropano, dicloropropeno, 2-cloro-1,3-butadieno, hexacloro-1,3-butadieno, hexaclorociclopentadieno, benceno, clorobenceno, diclorobenceno, 1,2,4-triclorobenceno, tetraclorobenceno, pentaclorobenceno, hexaclorobenceno, tolueno, naftaleno

NE 16	Tetraclorodibenzo-p-dioxinas, pentaclorodibenzo-p-dioxinas, hexaclorodibenzo-p-dioxinas, tetraclorodibenzofuranos, pentaclorodibenzofuranos, hexaclorodibenzofuranos
NE 17	Benzo(a)antraceno, benzo(a)pireno, dibenz(a,h)antraceno, indeno(1,2,3-cd)pireno, pentaclorofenol, arsénico, cromo, tetraclorodibenzo-p-dioxinas, pentaclorodibenzo-p-dioxinas, hexaclorodibenzo-p-dioxinas, heptaclorodibenzo-p-dioxinas, tetraclorodibenzofuranos, pentaclorodibenzofuranos, hexaclorodibenzofuranos, heptaclorodibenzofuranos
NE 18	Benzo(a)antraceno, benzo(k)fluoranteno, benzo(a)pireno, dibenz(a,h)antraceno, indeno(1,2,3-cd)pireno, naftaleno, arsénico, cromo
NE 19	Arsénico, cromo, plomo
NE 20	Todos los constituyentes que aparezcan en esta Norma Oficial Mexicana
NE 21	Tetraclorodibenzo-p-dioxinas, pentaclorodibenzo-p-dioxinas, hexaclorodibenzo-p-dioxinas, tetraclorodibenzofuranos, pentaclorodibenzofuranos, hexaclorodibenzofuranos, triclorofenoles, tetraclorofenoles, pentaclorofenoles y sus derivados ácidos, ésteres, éteres, aminas y otras sales clorofenóxicas

N.A.: No Aplica. Los residuos son peligrosos porque presentan características de Corrosividad, Reactividad, Explosividad y/o Inflamabilidad.

3) MANEJO DE RPBI.

NORMA OFICIAL MEXICANA NOM-087-ECOL-SSA1-2002, PROTECCION AMBIENTAL-SALUD AMBIENTAL-RESIDUOS PELIGROSOS BIOLÓGICO-INFECCIOSOS- CLASIFICACION Y ESPECIFICACIONES DE MANEJO. Fecha de publicación: 17 de febrero de 2003

0. Introducción

La Ley General del Equilibrio Ecológico y la Protección al Ambiente, define como residuos peligrosos a todos aquellos residuos que por sus características corrosivas, reactivas, explosivas, tóxicas, inflamables y biológico-infecciosas, que representan un peligro para el equilibrio ecológico o el ambiente; mismos que serán manejados en términos de la propia ley, su Reglamento y normas oficiales mexicanas que expida la Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales previa opinión de diversas dependencias que tengan alguna injerencia en la materia, correspondiéndole a la citada SEMARNAT su regulación y control.

Con fecha de 7 de noviembre de 1995, se publicó en el Diario Oficial de la Federación la Norma Oficial Mexicana NOM-087-ECOL-1995, Que establece los requisitos para la separación, envasado, almacenamiento, recolección, transporte, tratamiento y disposición final de los residuos peligrosos biológico-infecciosos que se generan en establecimientos que presten servicios de atención médica.

Los establecimientos de atención médica son regulados por la Secretaría de Salud por lo que en la revisión de la norma mencionada, se incluye a los representantes del sector.

Esta revisión consideró las características de los diferentes tipos de unidades médicas que prestan atención a poblaciones rurales.

Los residuos peligrosos biológico-infecciosos se han venido manejando en términos de las regulaciones ambientales antes señaladas, sin embargo fue necesario actualizar la NOM-087-ECOL-1995, tomándose en consideración las experiencias y competencias de los sectores involucrados en su cumplimiento, con el fin de que sus disposiciones sean operativas y adecuadas para proteger el medio ambiente y la salud de la población en general.

1. Objetivo y campo de aplicación

La presente Norma Oficial Mexicana establece la clasificación de los residuos peligrosos biológico-infecciosos así como las especificaciones para su manejo.

Esta Norma Oficial Mexicana es de observancia obligatoria para los establecimientos que generen residuos peligrosos biológico-infecciosos y los prestadores de servicios a terceros que tengan relación directa con los mismos.

2. Referencias

Norma Oficial Mexicana NOM-052-ECOL-1993, Que establece las características de los residuos peligrosos, el listado de los mismos y los límites que hacen a un residuo peligroso por su toxicidad al ambiente, publicada en el Diario Oficial de la Federación el 22 de octubre de 1993. Esta Norma

contiene la nomenclatura en términos del Acuerdo Secretarial publicado el 29 de noviembre de 1994, por el cual se actualiza la nomenclatura de 58 normas oficiales mexicanas.

3. Definiciones y terminología

Para efectos de esta Norma Oficial Mexicana, se consideran las definiciones contenidas en la Ley General del Equilibrio Ecológico y la Protección al Ambiente, su Reglamento en materia de Residuos Peligrosos, la Ley General de Salud, sus Reglamentos, y las siguientes:

3.1 Agente biológico-infeccioso. Cualquier microorganismo capaz de producir enfermedades cuando está presente en concentraciones suficientes (inóculo), en un ambiente propicio (supervivencia), en un hospedero susceptible y en presencia de una vía de entrada.

3.2 Agente enteropatógeno. Microorganismo que bajo ciertas circunstancias puede producir enfermedad en el ser humano a nivel del sistema digestivo, se transmite vía oral-fecal.

3.3 Bioterio. Es un área o departamento especializado en la reproducción, mantenimiento y control de diversas especies de animales de laboratorio en óptimas condiciones, los cuales son utilizados para la experimentación, investigación científica y desarrollo tecnológico.

3.4 Carga útil. Es el resultado de la sustracción del peso vehicular al peso bruto vehicular.

3.5 Centro de acopio. Instalación de servicio que tiene por objeto resguardar temporalmente y bajo ciertas condiciones a los residuos peligrosos biológico-infecciosos para su envío a instalaciones autorizadas para su tratamiento o disposición final.

3.6 Cepa. Cultivo de microorganismos procedente de un aislamiento.

3.7 Establecimientos generadores. Son los lugares públicos, sociales o privados, fijos o móviles cualquiera que sea su denominación, que estén relacionados con servicios de salud y que presten servicios de atención médica ya sea ambulatoria o para internamiento de seres humanos y utilización de animales de bioterio, de acuerdo con la tabla 1 del presente instrumento.

3.8 Irreconocible. Pérdida de las características físicas y biológico-infecciosas del objeto para no ser reutilizado.

3.9 Manejo. Conjunto de operaciones que incluyen la identificación, separación, envasado, almacenamiento, acopio, recolección, transporte, tratamiento y disposición final de los residuos peligrosos biológico-infecciosos.

3.10 Muestra biológica. Parte anatómica o fracción de órganos o tejido, excreciones o secreciones obtenidas de un ser humano o animal vivo o muerto para su análisis.

3.11 Órgano. Entidad morfológica compuesta por la agrupación de tejidos diferentes que concurren al desempeño de un trabajo fisiológico.

3.12 Prestador de servicios. Empresa autorizada para realizar una o varias de las siguientes actividades: recolección, transporte, acopio, tratamiento y disposición final de residuos peligrosos biológico-infecciosos.

3.13 Residuos Peligrosos Biológico-Infeciosos (RPBI). Son aquellos materiales generados durante los servicios de atención médica que contengan agentes biológico-infeciosos según son definidos en esta Norma, y que puedan causar efectos nocivos a la salud y al ambiente.

3.14 Sangre. El tejido hemático con todos sus elementos.

3.15 SEMARNAT. Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales.

3.16 SSA. Secretaría de Salud.

3.17 Separación. Segregación de las sustancias, materiales y residuos peligrosos de iguales características cuando presentan un riesgo.

3.18 Tejido. Entidad morfológica compuesta por la agrupación de células de la misma naturaleza, ordenadas con regularidad y que desempeñan una misma función.

3.19 Tratamiento. El método físico o químico que elimina las características infecciosas y hace irreconocibles a los residuos peligrosos biológico-infeciosos.

4. Clasificación de los residuos peligrosos biológico-infeciosos

Para efectos de esta Norma Oficial Mexicana se consideran residuos peligrosos biológico-infeciosos los siguientes:

4.1 La sangre

4.1.1 La sangre y los componentes de ésta, sólo en su forma líquida, así como los derivados no comerciales, incluyendo las células progenitoras, hematopoyéticas y las fracciones celulares o acelulares de la sangre resultante (hemoderivados).

4.2 Los cultivos y cepas de agentes biológico-infeciosos.

4.2.1 Los cultivos generados en los procedimientos de diagnóstico e investigación, así como los generados en la producción y control de agentes biológico-infeciosos.

4.2.2 Utensilios desechables usados para contener, transferir, inocular y mezclar cultivos de agentes biológico-infeciosos.

4.3 Los patológicos.

4.3.1 Los tejidos, órganos y partes que se extirpan o remueven durante las necropsias, la cirugía o algún otro tipo de intervención quirúrgica, que no se encuentren en formol.

4.3.2 Las muestras biológicas para análisis químico, microbiológico, citológico e histológico, excluyendo orina y excremento.

4.3.3 Los cadáveres y partes de animales que fueron inoculados con agentes enteropatógenos en centros de investigación y bioterios.

4.4 Los residuos no anatómicos. Son residuos no anatómicos los siguientes:

4.4.1 Los recipientes desechables que contengan sangre líquida.

4.4.2 Los materiales de curación, empapados, saturados, o goteando sangre o cualquiera de los siguientes fluidos corporales: líquido sinovial, líquido pericárdico, líquido pleural, líquido Céfaloraquídeo o líquido peritoneal.

4.4.3 Los materiales desechables que contengan esputo, secreciones pulmonares y cualquier material usado para contener éstos, de pacientes con sospecha o diagnóstico de tuberculosis o de otra enfermedad infecciosa según sea determinado por la SSA mediante memorándum interno o el Boletín Epidemiológico.

4.4.4 Los materiales desechables que estén empapados, saturados o goteando sangre, o secreciones de pacientes con sospecha o diagnóstico de fiebres hemorrágicas, así como otras enfermedades infecciosas emergentes según sea determinado por la SSA mediante memorándum interno o el Boletín Epidemiológico.

4.4.5 Materiales absorbentes utilizados en las jaulas de animales que hayan sido expuestos a agentes enteropatógenos.

4.5 Los objetos punzocortantes

4.5.1 Los que han estado en contacto con humanos o animales o sus muestras biológicas durante el diagnóstico y tratamiento, únicamente: tubos capilares, navajas, lancetas, agujas de jeringas desechables, agujas hipodérmicas, de sutura, de acupuntura y para tatuaje, bisturís y estiletes de catéter, excepto todo material de vidrio roto utilizado en el laboratorio, el cual deberá desinfectar o esterilizar antes de ser dispuesto como residuo municipal.

5. Clasificación de los establecimientos generadores de residuos peligrosos biológico-infecciosos

5.1 Para efectos de esta Norma Oficial Mexicana, los establecimientos generadores se clasifican como se establece en la tabla 1.

5.2 Los establecimientos generadores independientes del Nivel I que se encuentren ubicados en un mismo inmueble, podrán contratar los servicios de un prestador de servicios común, quien será el responsable del manejo de los residuos peligrosos biológico-infecciosos.

6. Manejo de residuos peligrosos biológico-infecciosos

6.1 Los generadores y prestadores de servicios, además de cumplir con las disposiciones legales aplicables, deben:

6.1.1 Cumplir con las disposiciones correspondientes a las siguientes fases de manejo, según el caso:

a) Identificación de los residuos.

b) Envasado de los residuos generados.

- c) Almacenamiento temporal.
- d) Recolección y transporte externo.
- e) Tratamiento.
- f) Disposición final.

NIVEL I	NIVEL II	NIVEL III
<p>Unidades hospitalarias de 1 a 5 camas e instituciones de investigación con excepción de los señalados en el Nivel III.</p> <p>Laboratorios clínicos y bancos de sangre que realicen análisis de 1 a 50 muestras al día.</p> <p>Unidades hospitalarias psiquiátricas.</p> <p>Centros de toma de muestras para análisis clínicos.</p>	<p>Unidades hospitalarias de 6 hasta 60 camas;</p> <p>Laboratorios clínicos y bancos de sangre que realicen análisis de 51 a 200 muestras al día;</p> <p>Bioterios que se dediquen a la investigación con agentes biológico-infecciosos, o</p> <p>Establecimientos que generen de 25 a 100 kilogramos al mes de RPBI.</p>	<p>Unidades hospitalarias de más de 60 camas;</p> <p>Centros de producción e investigación experimental en enfermedades infecciosas;</p> <p>Laboratorios clínicos y bancos de sangre que realicen análisis a más de 200 muestras al día, o</p> <p>Establecimientos que generen más de 100 kilogramos al mes de RPBI.</p>

6.2 Identificación y envasado

6.2.1 En las áreas de generación de los establecimientos generadores, se deberán separar y envasar todos los residuos peligrosos biológico-infecciosos, de acuerdo con sus características físicas y biológicas infecciosas, conforme a la tabla 2 de esta Norma Oficial Mexicana. Durante el envasado, los residuos peligrosos biológico-infecciosos no deberán mezclarse con ningún otro tipo de residuos municipales o peligrosos.

a) Las bolsas deberán ser de polietileno de color rojo traslúcido de calibre mínimo 200 y de color amarillo traslúcido de calibre mínimo 300, impermeables y con un contenido de metales pesados de no más de una parte por millón y libres de cloro, además deberán estar marcadas con el símbolo universal de riesgo biológico y la leyenda Residuos Peligrosos Biológico-Infecciosos (Apéndice Normativo), deberán cumplir los valores mínimos de los parámetros indicados en la tabla 3 de esta Norma Oficial Mexicana. Las bolsas se llenarán al 80 por ciento (80%) de su capacidad, cerrándose antes de ser transportadas al sitio de almacenamiento temporal y no podrán ser abiertas o vaciadas.

TIPO DE RESIDUOS	ESTADO FISICO	ENVASADO	COLOR
4.1 Sangre	Líquidos	Recipientes herméticos	Rojo
4.2 Cultivos y cepas de agentes infecciosos	Sólidos	Bolsas de polietileno	Rojo
4.3 Patológicos	Sólidos	Bolsas de polietileno	Amarillo
	Líquidos	Recipientes herméticos	Amarillo
4.4 Residuos no anatómicos	Sólidos	Bolsas de polietileno	Rojo
	Líquidos	Recipientes herméticos	Rojo
4.5 Objetos punzocortantes	Sólidos	Recipientes rígidos polipropileno	Rojo

PARAMETRO	UNIDADES	ESPECIFICACIONES
Resistencia a la tensión	Kg/cm ²	SL: 140
		ST: 120
Elongación	%	SL: 150
		ST: 400
Resistencia al rasgado	G	SL: 90
		ST: 150

SL: Sistema longitudinal.

ST: Sistema transversal.

6.2.2 Los recipientes de los residuos peligrosos punzocortantes deberán ser rígidos, de polipropileno color rojo, con un contenido de metales pesados de no más de una parte por millón y libres de cloro, que permitan verificar el volumen ocupado en el mismo, resistentes a fracturas y pérdidas de contenido al caerse, destructibles por métodos físicos, tener separador de agujas y abertura para depósito, con tapa(s) de ensamble seguro y cierre permanente, deberán contar con la leyenda que indique "RESIDUOS PELIGROSOS PUNZOCORTANTES BIOLÓGICO-INFECTIOSOS" y marcados con el símbolo universal de riesgo biológico (Apéndice Normativo).

a) La resistencia mínima de penetración para los recipientes tanto para punzocortantes como para líquidos, debe ser de 12.5 N (doce punto cinco Newtons) en todas sus partes y será determinada por la medición de la fuerza requerida para penetrar los lados y la base con una aguja hipodérmica calibre 21 x 32 mm mediante calibrador de fuerza o tensiómetro.

b) Los recipientes para los residuos peligrosos punzocortantes y líquidos se llenarán hasta el 80% (ochenta por ciento) de su capacidad, asegurándose los dispositivos de cierre y no deberán ser abiertos o vaciados.

c) Las unidades médicas que presten atención a poblaciones rurales, con menos de 2,500 habitantes y ubicadas en zonas geográficas de difícil acceso, podrán utilizar latas con tapa removible o botes de plástico con tapa de rosca, con capacidad mínima de uno hasta dos litros, que deberán marcar previamente con la leyenda de "RESIDUOS PELIGROSOS PUNZOCORTANTES BIOLÓGICO-INFECTIOSOS".

6.2.3 Los recipientes de los residuos peligrosos líquidos deben ser rígidos, con tapa hermética de polipropileno color rojo o amarillo, con un contenido de metales pesados de no más de una parte por millón y libres de cloro, resistente a fracturas y pérdidas de contenido al caerse, destructible por métodos físicos, deberá contar con la leyenda que indique "RESIDUOS PELIGROSOS LIQUIDOS BIOLÓGICO-INFECTIOSOS" y marcados con el símbolo universal de riesgo biológico (Apéndice Normativo). En caso de que los residuos líquidos no sean tratados dentro de las instalaciones del establecimiento generador, deberán ser envasados como se indica en la tabla 2 de esta Norma Oficial Mexicana.

6.3 Almacenamiento

6.3.1 Se deberá destinar un área para el almacenamiento temporal de los residuos peligrosos biológico-infecciosos. Los establecimientos generadores incluidos en el Nivel I de la tabla 1 de esta Norma Oficial Mexicana, quedan exentos del cumplimiento del punto 6.3.5 y podrán ubicar los contenedores a que se refiere el punto 6.3.2 en el lugar más apropiado dentro de sus instalaciones, de manera tal que no obstruyan las vías de acceso.

6.3.2 Los residuos peligrosos biológico-infecciosos envasados deberán almacenarse en contenedores metálicos o de plástico con tapa y ser rotulados con el símbolo universal de riesgo biológico, con la leyenda "RESIDUOS PELIGROSOS BIOLÓGICOINFECTIOSOS".

6.3.3 El periodo de almacenamiento temporal estará sujeto al tipo de establecimiento generador, como sigue:

(a) Nivel I: Máximo 30 días.

(b) Nivel II: Máximo 15 días.

(c) Nivel III: Máximo 7 días.

6.3.4 Los residuos patológicos, humanos o de animales (que no estén en formol) deberán conservarse a una temperatura no mayor de 4°C (cuatro grados Celsius), en las áreas de patología, o en almacenes temporales con sistemas de refrigeración o en refrigeradores en áreas que designe el responsable del establecimiento generador dentro del mismo.

6.3.5 El área de almacenamiento temporal de residuos peligrosos biológico-infecciosos debe:

a) Estar separada de las áreas de pacientes, almacén de medicamentos y materiales para la atención de los mismos, cocinas, comedores, instalaciones sanitarias, sitios de reunión, áreas de esparcimiento, oficinas, talleres y lavanderías.

b) Estar techada, ser de fácil acceso, para la recolección y transporte, sin riesgos de inundación e ingreso de animales.

c) Contar con señalamientos y letreros alusivos a la peligrosidad de los mismos, en lugares y formas visibles, el acceso a esta área sólo se permitirá al personal responsable de estas actividades.

d) El diseño, construcción y ubicación de las áreas de almacenamiento temporal destinadas al manejo de residuos peligrosos biológico-infecciosos en las empresas prestadoras de servicios, deberán ajustarse a las disposiciones señaladas y contar con la autorización correspondiente por parte de la SEMARNAT.

e) Los establecimientos generadores de residuos peligrosos biológico-infecciosos que no cuenten con espacios disponibles para construir un almacenamiento temporal, podrán utilizar contenedores plásticos o metálicos para tal fin, siempre y cuando cumplan con los requisitos mencionados en los incisos a), b) y c) de este numeral.

6.3.6 Los residuos peligrosos biológico-infecciosos podrán ser almacenados en centros de acopio, previamente autorizados por la SEMARNAT. Dichos centros de acopio deberán operar sistemas de refrigeración para mantener los residuos peligrosos biológico-infecciosos a una temperatura máxima de 4°C (cuatro grados Celsius) y llevar una bitácora de conformidad con el artículo 21 del Reglamento en materia de Residuos Peligrosos de la Ley General del Equilibrio Ecológico y la Protección al Ambiente. El tiempo de estancia de los residuos en un centro de acopio podrá ser de hasta treinta días.

6.4 Recolección y transporte externo

6.4.1 La recolección y el transporte de los residuos peligrosos biológico-infecciosos referidos en esta Norma Oficial Mexicana, deberá realizarse conforme a lo dispuesto en los ordenamientos jurídicos aplicables y cumplir lo siguiente:

a) Sólo podrán recolectarse los residuos que cumplan con el envasado, embalado y etiquetado o rotulado como se establece en el punto 6.2 de esta Norma Oficial Mexicana.

b) Los residuos peligrosos biológico-infecciosos no deben ser compactados durante su recolección y transporte.

c) Los contenedores referidos en el punto 6.3.2 deben ser desinfectados y lavados después de cada ciclo de recolección.

d) Los vehículos recolectores deben ser de caja cerrada y hermética, contar con sistemas de captación de escurrimientos, y operar con sistemas de enfriamiento para mantener los residuos a una temperatura máxima de 4° C (cuatro grados Celsius).

Además, los vehículos con capacidad de carga útil de 1,000 kg o más deben operar con sistemas mecanizados de carga y descarga.

e) Durante su transporte, los residuos peligrosos biológico-infecciosos sin tratamiento no deberán mezclarse con ningún otro tipo de residuos municipales o de origen industrial.

6.4.2 Para la recolección y transporte de residuos peligrosos biológico-infecciosos se requiere la autorización por parte de la SEMARNAT. Dicho transporte deberá dar cumplimiento con los incisos a), b), d) y e) del numeral

6.4.1 de esta Norma Oficial Mexicana.

6.5 Tratamiento

6.5.1 Los residuos peligrosos biológico-infecciosos deben ser tratados por métodos físicos o químicos que garanticen la eliminación de microorganismos patógenos y deben hacerse irreconocibles para su disposición final en los sitios autorizados.

6.5.2 La operación de sistemas de tratamiento que apliquen tanto a establecimientos generadores como prestadores de servicios dentro o fuera de la instalación del generador, requieren autorización previa de la SEMARNAT, sin perjuicio de los procedimientos que competan a la SSA de conformidad con las disposiciones aplicables en la materia.

6.5.3 Los residuos patológicos deben ser incinerados o inhumados, excepto aquellos que estén destinados a fines terapéuticos, de investigación y los que se mencionan en el inciso 4.3.2 de esta Norma Oficial Mexicana. En caso de ser inhumados debe realizarse en sitios autorizados por la SSA.

6.6. Disposición final

Los residuos peligrosos biológico-infecciosos tratados e irreconocibles, podrán disponerse como residuos no peligrosos en sitios autorizados por las autoridades competentes.

6.7 Programa de contingencias

Los establecimientos generadores de residuos peligrosos biológico-infecciosos y los prestadores de servicios deberán contar con un programa de contingencias en caso de derrames, fugas o accidentes relacionados con el manejo de estos residuos.

7. Grado de concordancia con normas y lineamientos internacionales y con las normas mexicanas tomadas como base para su elaboración

7.1 Esta Norma Oficial Mexicana no concuerda con ninguna Norma Internacional por no existir referencia en el momento de su elaboración, ni existen normas mexicanas que hayan servido de base para su elaboración.

8. Bibliografía (se omitió del documento para fines prácticos).

9. Observancia de esta Norma

9.1 La SEMARNAT, a través de la Procuraduría Federal de Protección al Ambiente y la SSA, a través de la Comisión Federal para la Protección contra Riesgos Sanitarios en el ámbito de sus respectivas atribuciones y competencias, vigilarán del cumplimiento de la presente Norma Oficial Mexicana de conformidad con las Bases de Colaboración que celebren entre SSA y SEMARNAT, mismas que se publicarán en el Diario Oficial de la Federación. Las violaciones a la misma se sancionarán en los términos de la Ley General del Equilibrio Ecológico y la Protección al Ambiente, y su Reglamento en materia de Residuos Peligrosos, la Ley General de Salud y sus Reglamentos, así como los demás ordenamientos jurídicos aplicables.

9.2 Los gobiernos del Distrito Federal, de los estados y de los municipios, podrán realizar actos de vigilancia para la verificación del cumplimiento de esta Norma Oficial Mexicana, previa la publicación en el Diario Oficial de la Federación de los Acuerdos de Coordinación que se celebren con la SEMARNAT.

9.3 Dentro del marco de los Acuerdos de Coordinación para la Descentralización Integral de los Servicios de Salud, las entidades federativas verificarán el cumplimiento de esta Norma Oficial Mexicana.

TRANSITORIOS

PRIMERO.- Provéase la publicación de esta Norma Oficial Mexicana en el Diario Oficial de la Federación.

SEGUNDO.- La presente Norma Oficial Mexicana entrará en vigor a los 60 días posteriores al de su publicación en el Diario Oficial de la Federación.

TERCERO.- Los establecimientos generadores de residuos peligrosos biológico-infecciosos deben cumplir con la fase de manejo señalada en el punto 6, a los 90 días posteriores al de la entrada en vigor de la presente Norma, tiempo en el cual seguirá surtiendo sus efectos legales en lo conducente la NOM-087-ECOL-1995.

CUARTO.- La presente Norma Oficial Mexicana ABROGA a su similar NOM-087-ECOL-1995, Que establece los requisitos para la separación, envasado, almacenamiento, recolección, transporte, tratamiento y disposición final de los residuos peligrosos biológico-infecciosos que se generan en establecimientos que presten atención médica, publicada en el Diario Oficial de la Federación el 7 de noviembre de 1995 y su aclaración publicada en el citado órgano informativo el 12 de junio de 1996. México, Distrito Federal, a los veintidós días del mes de enero de dos mil tres.- El Presidente del Comité Consultivo Nacional de Normalización de Medio Ambiente y Recursos Naturales, Cassio Luiselli Fernández.- Rúbrica.- El Presidente del Comité Consultivo Nacional de Normalización, de Regulación y Fomento Sanitario, Ernesto Enríquez Rubio.- Rúbrica.

APENDICE NORMATIVO

SIMBOLO UNIVERSAL DE RIESGO BIOLOGICO

