



INSTITUTO POLITÉCNICO NACIONAL DEPARTAMENTO DE MATERIAS TECNOLÓGICAS Y ESPECIALIDADES



DIRECCIÓN DE EDUCACIÓN MEDIA SUPERIOR
CENTRO DE ESTUDIOS CIENTÍFICOS Y TECNOLÓGICOS 15
"DIÓDORO ANTÚNEZ ECHEGARAY"

Carrera de Técnico Laboratorista Clínico

INSTRUCTIVO DE PRÁCTICAS DE Fundamentos de Instrumentación y Sistematización en el Laboratorio Clínico





INSTITUTO POLITÉCNICO NACIONAL

***CENTRO DE ESTUDIOS CIENTÍFICOS y
TECNOLÓGICOS 15***



“DIÓDORO ANTÚNEZ ECHEGARAY”

INSTRUCTIVO DE PRÁCTICAS

**FUNDAMENTOS DE INSTRUMENTACIÓN Y
SISTEMATIZACIÓN EN EL LABORATORIO
CLÍNICO**

NOMBRE: _____ GRUPO: _____

EQUIPO: _____ CICLO ESCOLAR: _____

ELABORADO POR

**M en Ed. CRUZ FLORES
JESÚS**

Docente

REVISADO POR

**M. en E. Gil Moisés López
Iñiguez**

Presidente de Academia

APROBADO POR

**M.en B. Arquimides Romos
Palma.**

Jefe de Área Académica

AUTORIZADO POR

**Ing. Norma Lorena Baéz
Contreras**

**Director del C E C y T No.
15 “DAE”**

ÍNDICE

	Pagina
Práctica 1. Clasificación del instrumental del laboratorio	7
Práctica 2. Limpieza del instrumental y superficies en el laboratorio	12
Práctica 3. Técnicas de esterilización	22
Práctica 4. Manejo de material volumétrico	28
Práctica 5. Preparación de Diluciones	33
Práctica 6. Manejo de la Balanza granataria y Balanza analítica	38
Práctica 7. Manejo del Potenciómetro	45
Práctica 8. Manejo del Espectrofotómetro de luz visible y UV (2 SESIONES)	48
Práctica 9. Manejo de la Centrífuga	56
Práctica 10. Manejo del Microscopio (2 SESIONES)	59
Práctica 11. Automatización y Sistematización en el laboratorio clínico	65

LINEAMIENTOS DE TRABAJO PARA LOS LABORATORIO DE LAS UNIDADES DE APRENDIZAJE DE LA CARRERA DE TÉCNICO LABORATORISTA CLÍNICO (TLC).

Objetivo:

Desarrollar el trabajo académico en las Unidades Aprendizaje de la carrera de Técnico Laboratorista Clínico en un ambiente incluyente e igualitario en aras de una cultura de paz y justicia, durante las sesiones de trabajo teórico y práctico con base a los siguientes lineamientos:

1. Podrán realizar las prácticas los estudiantes que estén inscritos oficialmente o con la autorización del profesor titular, (Reglamento Interno del IPN; Título Tercero, Capítulo 1, Art. 77 y Reglamento General de estudios; Art. 36 apartado I)
2. Se impartirá una sesión por semana a cada grupo, tomándose la asistencia al inicio de cada una de ellas con un margen de tolerancia de cinco minutos después de la hora señalada para ingresar al laboratorio, (Código de Ética del IPN, Capítulo IV.2 apartado 1 y Reglamento Interno del IPN, Sección Séptima, Título Tercero, Capítulo VI).
3. Es obligación de las alumnas y alumnos asistir con puntualidad y constancia a sus clases, la academia acuerda que la asistencia se registrara al inicio de cada sesión, dando como tolerancia de ingreso lo enunciado en el punto 2 de estos lineamientos, (Reglamento Interno del IPN, Sección Séptima, Título Tercero, Capítulo VI).
4. Cuando todo el grupo deje de asistir a alguna practica y no exista causa justificada oficialmente, esta se dará por vista registrándose como No Presentada y podrá ser tema de cualquier evaluación, (Código de Ética del IPN, Capítulo IV.2 apartado 1 y Reglamento Interno del IPN, Sección Séptima, Título Tercero, Capítulo VI)
5. Solo podrán ser justificadas las inasistencias mediante el justificante oficial emitido por la Institución, practica no realizada se calificará con cero, ya que, si no se realiza una práctica, no se puede evaluar, (Reglamento Interno del IPN, Sección Séptima, Título Tercero, Capítulo VI).
6. Para garantizar espacios confiables y seguros, la entrada al laboratorio será con bata blanca de manga larga, vestida correcta y perfectamente abotonada; la cual se deberán quitar al salir de laboratorio, (Manual de Bioseguridad en el Laboratorio de la OMS y NOM-017-STPS-2008).
7. Para salvaguardar la integridad física de alumnas, alumnos, profesoras y profesores se requiere que ingresen con zapatos cerrados, cabello recogido, uñas cortadas y sin esmalte, (Manual de Bioseguridad en el Laboratorio de la OMS y NOM-017-STPS-2008).

8. Entre las buenas prácticas de laboratorio se indican: no comer, beber, fumar y aplicar cosméticos dentro del laboratorio, (Manual de Bioseguridad en el Laboratorio de la OMS, Capítulo 3; apartado de Código de Prácticas y Protección Personal).

9. Cada alumno deberá trabajar durante todo el curso en el equipo y mesa de trabajo asignado al inicio de este, salvo que los profesores lo cambien para mejorar su atención, (Código de Ética del IPN, Capítulo IV.2 apartado1).

10. Es necesario que los alumnos guardar orden, disciplina y atención durante la estancia en el laboratorio para prevenir accidentes y daños al equipo, (Código de Ética del IPN, Capítulo IV.2 apartado1 y Reglamento Interno del IPN, Sección Séptima, Título Tercero, Capítulo VI).

11. Para evitar retraso durante el desarrollo de la práctica a realizar, los alumnos y alumnas deberán estudiarla cuidadosamente antes de ingresar al laboratorio, de esta forma se promueve la adquisición de conocimientos y se resolverán las actividades previas indicadas por los y las profesoras, (Código de Ética del IPN, Capítulo IV.2 apartado1).

12. De acuerdo con las necesidades del trabajo desarrollado en el laboratorio, los profesores darán las indicaciones en el uso de aparatos electrónicos, (Código de Ética del IPN, Capítulo IV.1 apartado2 y Reglamento Interno del IPN, Sección Séptima, Título Cuarto, Capítulo I).

13. Con base a lo establecido en la NOM-087-SEMARNAT-SSA1-2002, los RPBI generados (no anatómicos, punzocortantes, cultivos y cepas.) durante el desarrollo de la practicas deberán separarse y depositarse en las bolsas rojas y contenedores indicados.

14. Los residuos sólidos urbanos deberán separarse y depositarse en los botes colocados debajo de cada mesa y no en las tarjas cónicas de las mismas ni en los contenedores indicados para RPBI, (NADF-024-AMBT-2013).

15. El material que se utiliza en la práctica deberá quedar en el lugar que se indique y perfectamente limpio y seco. (Manual de Bioseguridad en el Laboratorio de la OMS).

16. La entrega del informe practico se hará conforme lo acuerden los profesores de cada Unidad de Aprendizaje, después de la fecha indicada no se recibirá, (Código de Ética del IPN, Capítulo IV.1 apartado2 y Reglamento Interno del IPN, Sección Séptima, Título Cuarto, Capítulo I).

17. Para tener derecho a presentar el examen ordinario "C", será requisito indispensable tener mínimo el 80% de asistencias y prácticas realizadas, (si no se justifican las inasistencias); si se tiene menos del porcentaje indicado para poder acreditar el curso, se deberá presentar una evaluación extraordinaria o ETS, los

cuales serán teórico-prácticos, los cuales incluirán los contenidos del programa de estudio correspondiente, (Reglamento general de estudios del IPN, capítulo sexto, artículos 45 y 48).

18. El programa de estudios de la carrera de Técnico Laboratorista Clínico está conformado por Unidades de Aprendizaje Teórico – Prácticas, por tal motivo del 100 % de la evaluación el 40 % comprende la parte teórica y un 50% la parte práctica, así mismo se incluye la evaluación del Proyecto Aula, al cual se le asigna un 10 % en los parciales A y B, en el parcial C la ponderación del proyecto aula será del 20 %, realizando los ajustes correspondientes a la parte práctica, (Reglamento de Academias del IPN, Capítulo I, Art. 3 y Capítulo II Art. 7).

PORCENTAJES DE EVALUACIÓN TEÓRICO – PRACTICO DURANTE EL SEMESTRE.

PARCIAL “A Y B

TEORIA: 40 %

EVALUACIÓN ESCRITA 30 %
PRODUCTOS DE EVALUACION 10 %

LABORATORIO 50 %

REPORTE DE
PRACTICAS 10 %
EVALUACIÓN
ESCRITA 30 %
TRABAJO DEL LABORATORIO 10%

PROYECTO AULA 10 %

PARCIAL C

TEORIA: 40 %

EVALUACIÓN ESCRITA 30 %
PRODUCTOS DE EVALUACION 10 %

LABORATORIO 40 %

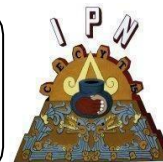
REPORTE DE PRACTICAS 10 %
EVALUACIÓN ESCRITA 30 %

PROYECTO AULA 20 %

REPORTE

➤ Número y título de la práctica	0%
➤ Fecha de realización y nombre del alumno...	0%
➤ Aprendizaje Esperado Sin valor, pero es requisito.	0%
➤ Desarrollo de la práctica con esquemas o producto de actividades	2%
➤ Resultados a manera de gráficos, tablas o esquemas grupal	2%
➤ Conclusiones	2%
➤ Cuestionario	2%
➤ Bibliografía descrita con estilo de publicación APA.	2%

El reporte debe de ser a mano, con tinta negra, legible y sin faltas de ortografía, así como buena redacción, evite usar bolígrafos de tinta pastel.



PRÁCTICA N°1

CLASIFICACIÓN DEL INSTRUMENTAL DEL LABORATORIO

APRENDIZAJES ESPERADOS: Clasifica el instrumental con base a su complejidad, uso y método de análisis en el laboratorio clínico.

INTRODUCCIÓN:

Un instrumento se define como *objeto que sirve para un trabajo o una operación*, y se entiende por clasificación al “proceso que permite la ordenación sistemática en categorías basadas en un plan definido o en un criterio preestablecido”.

Es muy importante que los materiales y equipos de uso común en el laboratorio se identifiquen con su nombre correcto y uso específico.

El instrumental del laboratorio de acuerdo a su construcción se clasifica en:

Utensilios y Aparatos.

Utensilios: Cualquier instrumento que sirve para el uso manual y frecuente, es decir, cualquier instrumento sencillo de laboratorio.

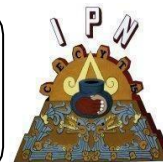
Aparatos: Son instrumentos que permiten realizar algunas operaciones específicas y sólo puede utilizarse; para ello se clasifican según su método de análisis.

Dispositivo: Es el montaje que se realiza en el laboratorio con un fin determinado, utilizando los utensilios adecuados para su funcionamiento.

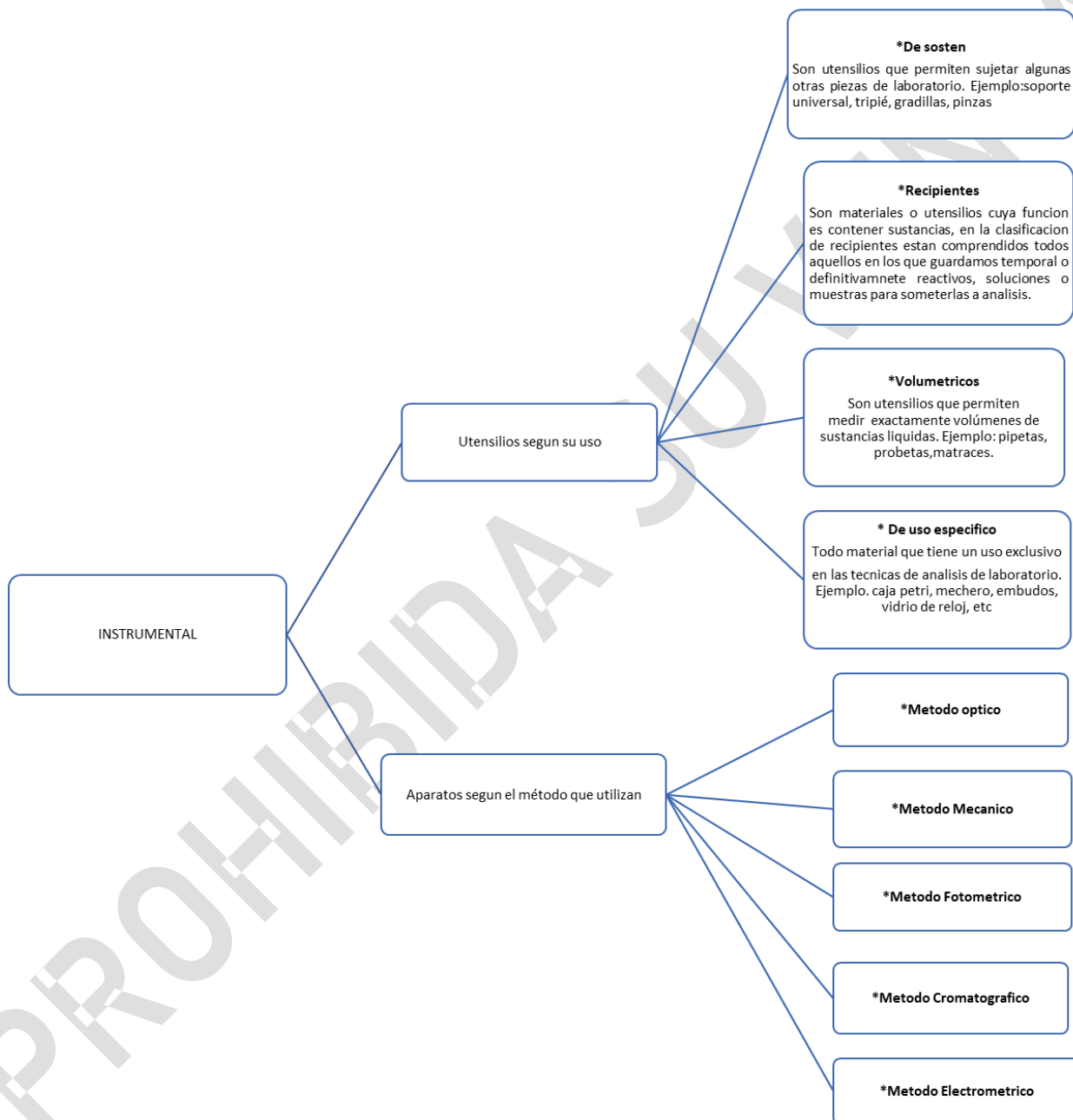
Ejemplo, dispositivo para:

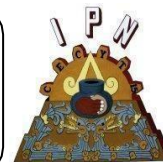
- Titulación ácido base.
- Punto de fusión
- Punto de ebullición
- Destilación

El instrumental adecuado y su uso correcto, facilitará el trabajo y los resultados de las determinaciones serán confiables.



CLASIFICACIÓN DEL INSTRUMENTAL DEL LABORATORIO.





MATERIAL

- Instructivo de prácticas
- Material bibliográfico e ilustrativo relacionado con la práctica
- Instrumental y equipos de laboratorio (Gradilla, 5 tubo de ensaye, probeta de 100 mL. Vaso precipitado de 50 mL, Matraz Erlenmeyer, pipetas semiautomáticas de volumen variable 10 a 100 microlitros o de 100 a 1000 microlitros, fijas de 50 microlitros o 25 microlitros, Gradillas para almacenar puntas para pipetas de diferentes capacidades, Pinza de Disección Sin Dientes de 25cm, Potenciómetro, espátula, balanza analítica, granataria, pipetas serológicas de: 1 mL, 5 mL, 10 mL, pipetas Pasteur, pinzas para bureta, bureta de 50 mL o 25 mL. perilla de seguridad, soporte universal, piseta, microscopio, centrifuga, baño maría, espectrofotómetro)

DESCRIPCIÓN DE LAS ACTIVIDADES Y RESULTADOS

1-Completa la siguiente tabla identificando 10 utensilios proporcionados por el docente, indica su nombre, la clasificación a la que pertenece y describe el uso de cada uno de ellos. Ilustra.

NOMBRE	USO	ESQUEMA

[illegible]



2- De acuerdo al instrumental presentado en el laboratorio esquematiza un dispositivo para titulación ácido-base. Indicando el nombre de cada pieza



CUESTIONARIO

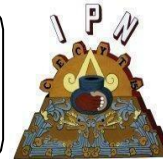
1.- Como se clasifica el instrumental de laboratorio y en que se basa esta clasificación.

2.- ¿Qué diferencia existe entre un utensilio clasificado como volumétrico y otro como recipiente?

3. - Investigue y clasifique por lo menos 3 materiales de uso específico utilizados en los laboratorios de: Química Clínica, y Bacteriología:

CONCLUSIONES

BIBLIOGRAFÍA (mínimo 3 en APA)



PRÁCTICA N°2

LIMPIEZA DEL INSTRUMENTAL Y SUPERFICIES EN EL LABORATORIO

Aprendizajes esperados: Reproduce las técnicas de limpieza en utensilios y superficies en el laboratorio clínico con ética profesional.

INTRODUCCIÓN:

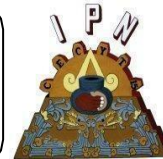
Para la bioseguridad en el laboratorio es fundamental disponer de conocimientos básicos sobre la desinfección y la esterilización. Habida cuenta de que los objetos muy sucios no pueden desinfectarse o esterilizarse rápidamente, es igualmente importante comprender los conceptos básicos de la limpieza previa. A este respecto, los siguientes principios generales se aplican a todas las clases conocidas de microbios patógenos. Los requisitos particulares de la descontaminación dependerán del tipo de trabajo experimental y de la naturaleza de los agentes infecciosos que se estén manipulando.

La información genérica que aquí se ofrece puede utilizarse para elaborar procedimientos tanto normalizados como más específicos para hacer frente a los peligros biológicos que existan en un laboratorio concreto.

Los tiempos de contacto con los desinfectantes son distintos para cada material y cada fabricante. Así pues, todas las recomendaciones para el uso de desinfectantes deben seguir las especificaciones del fabricante.

Definiciones En la esfera de la desinfección y la esterilización se utilizan muchos términos diferentes. Los siguientes se encuentran entre los más comunes en el campo de la bioseguridad: Antimicrobiano – Agente que mata los microorganismos o suprime su crecimiento y proliferación.

Antiséptico – Sustancia que inhibe el crecimiento y el desarrollo de microorganismos, pero no necesariamente los mata. Los antisépticos suelen aplicarse a las superficies corporales.



Biocida – Término general para cualquier agente que mate organismos.

Descontaminación – Cualquier proceso utilizado para eliminar o matar microorganismos. También se utiliza para referirse a la eliminación o neutralización de sustancias químicas peligrosas y materiales radioactivos.

Desinfección – Medio físico o químico de matar microorganismos, pero no necesariamente esporas.

Desinfectante – Sustancia o mezcla de sustancias químicas utilizada para matar microorganismos, pero no necesariamente esporas. Los desinfectantes suelen aplicarse a superficies u objetos inanimados.

Esporicida – Sustancia o mezcla de sustancias químicas utilizadas para matar microorganismos y esporas.

Esterilización – Proceso que mata o elimina todas las clases de microorganismos y esporas.

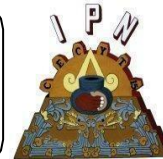
Germicida químico – Sustancia o mezcla de sustancias químicas utilizada para matar microorganismos.

Microbicida – Sustancia o mezcla de sustancias químicas que mata microorganismos. Este término se utiliza a menudo en lugar de «biocida», «germicida químico» o «antimicrobiano».

Limpieza del material de laboratorio

La limpieza consiste en la eliminación de suciedad, materia orgánica y manchas. Incluye el cepillado, la aspiración, el desempolvado en seco, el lavado o el fregado con un paño y agua con jabón o detergente. La suciedad, la tierra y la materia orgánica pueden albergar microorganismos e interferir con la acción de los descontaminantes (antisépticos, germicidas químicos y desinfectantes).

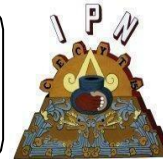
La limpieza previa es fundamental para conseguir una correcta desinfección o esterilización. Muchos productos germicidas sólo son activos sobre material previamente limpio. La limpieza previa debe llevarse a cabo con cuidado para evitar



la exposición a agentes infecciosos. Deben utilizarse materiales que sean químicamente compatibles con los germicidas que vayan a utilizarse después. Es muy frecuente utilizar el mismo germicida químico para la limpieza previa y la desinfección.

Germicidas químicos Pueden utilizarse como desinfectantes o antisépticos muchos tipos de sustancias químicas. Dado que el número y la variedad de productos comerciales es cada vez mayor, deben elegirse cuidadosamente las formulaciones que sean más indicadas para las necesidades concretas. La actividad germicida de muchas sustancias químicas es más rápida y eficaz a temperaturas más altas, pero las temperaturas elevadas también pueden acelerar su evaporación y degradarlas. Es preciso tener particular cuidado en el uso y el almacenamiento de esas sustancias en las regiones tropicales, donde su tiempo de conservación puede verse reducido a causa de las altas temperaturas del ambiente.

Muchos germicidas pueden ser perjudiciales para el ser humano o el medio ambiente. Se deben seleccionar, almacenar, manipular, utilizar y eliminar con precaución, siguiendo las instrucciones del fabricante. En relación con la seguridad personal, se recomienda utilizar guantes, delantales y protección ocular cuando se preparen diluciones de germicidas químicos. Normalmente no se necesita recurrir a germicidas químicos para la limpieza ordinaria de suelos, paredes, equipo y mobiliario, pero su uso puede ser apropiado en ciertos casos para controlar brotes.



Cuadro 1 Diluciones recomendadas de compuestos que liberan cloro

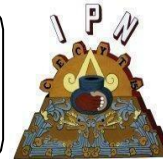
	SITUACIONES «LIMPIAS» ^a	SITUACIONES «SUCIAS» ^b
Cloro libre requerido	0,1% (1 g/l)	0,5% (5 g/l)
Solución de hipoclorito sódico (5% de cloro libre)	20 ml/l	100 ml/l
Hipoclorito cálcico (70% de cloro libre)	1,4 g/l	7,0 g/l
Dicloroisocianurato sódico en polvo (60% de cloro libre)	1,7 g/l	8,5 g/l
Dicloroisocianurato sódico en comprimidos (1,5 g de cloro libre por comprimido)	Un comprimido por litro	Cuatro comprimidos por litro
Cloramina (25% de cloro libre) ^c	20 g/l	20 g/l

^a Después de retirar el material grueso.

^b Para enjuagar, por ejemplo sobre la sangre o antes de retirar el material grueso.

^c Véase el texto.

Como solución desinfectante general para toda clase de trabajos de laboratorio se utilizará una concentración de 1 g/L de cloro libre. En caso de derrame que conlleve un peligro biológico y en presencia de grandes cantidades de materia orgánica, se recomienda utilizar una solución más concentrada, que contenga 5 g/L de cloro libre. Las soluciones de hipoclorito sódico, como la lejía de uso doméstico, contienen 50 g/L de cloro libre y por tanto deben diluirse a razón de 1: 50 o 1: 10 para obtener concentraciones finales de 1 g/L y 5 g/L, respectivamente. Las soluciones industriales de lejía tienen una concentración de hipoclorito sódico cercana a los 120 g/L y deben diluirse en consecuencia para obtener los niveles indicados más arriba. La lejía no se recomienda como antiséptico, pero puede utilizarse como desinfectante de uso general y para sumergir materiales no metálicos contaminados.



LIMPIEZA DE MATERIAL DE VIDRIO

RECIPIENTES DE VIDRIO

A. Utensilios de vidrio nuevos. Los utensilios de vidrio que nunca se utilizaron son ligeramente alcalinos. Con objeto de neutralizarlos deben seguirse los procedimientos siguientes:

- Ponga en una cubeta 3 litros de agua con 60 mL de ácido clorhídrico (es decir, una solución de este ácido al 2%)
- Sumerja completamente en esta solución durante 24 horas los utensilios de vidrio sin usar
- Después enjuáguelos dos veces con agua corriente y una vez con agua desmineralizada
- Séquelos.

B. Utensilios de vidrio sucios

1. Descártense los recipientes de muestras con sangre
2. Primer enjuague. Enjuague los utensilios dos veces con agua fría o tibia (los tubos con residuos de sangre nunca se deben enjuagar con agua caliente). Jamás deje que se sequen los utensilios que se han usado con líquidos que contienen proteínas; es imprescindible enjuagarlos primero y lavarlos de inmediato.
3. Remojo en solución detergente. En una palangana prepare agua con detergente para lavar en polvo o en líquido. Coloque en ella los utensilios de vidrio y límpíelos por dentro con un cepillo para tubos de ensayo. Déjelos en remojo durante 2 - 3 horas.

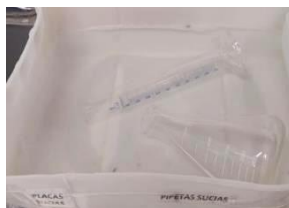
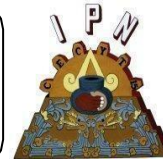


Fig. 1 Remojo con detergente



4. Enjuague. Saque de la palangana los utensilios, uno a uno. Enjuague cada uno detenidamente con el chorro de agua del grifo y a continuación coloque todos en una palangana con agua durante 30 minutos. Enjuague de nuevo cada uno bajo el chorro de agua limpia. (Se debe recordar que las partículas de detergente que queden en los utensilios de vidrio pueden causar resultados falsos en el laboratorio.)



Fig. 2 Enjuague

5. Escurrir. Coloque los recipientes (vasos, matraces, probetas) en las clavijas de una gradilla de pared para secado. Ponga los tubos con las bocas hacia abajo en una canastilla de alambre.



Fig. 3 Estante de escurrimiento

6. Secado. Seque las pipetas de vidrio Pyrex en el horno de aire caliente a 60°C y las de vidrio ordinario en la incubadora a 37°C o al aire en una escurridera

7. Taponamiento. El material de vidrio limpio y seco se deberá guardar en una alacena para preservarlo del polvo. Se recomienda que los recipientes se tapen con algodón no absorbente, o se les cubra la boca con pequeñas tapas hechas de papel de periódico o, de preferencia, con hojas delgadas de parafina o material plástico adherente (por ejemplo, Parafilm o Saran), si se encuentran disponibles.

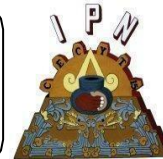


Fig. 4 y 5 Taponamiento con parafilm

MATERIAL

- Material volumétrico
- Solución al 0.1% de azul de bromotimol
- Detergente para uso instrumental de laboratorio
- Escobillones
- Toallitas sanitizantes
- Agua bidestilada

DESARROLLO

ACTIVIDAD 1

1. Despejar el área de trabajo y se procede a humedecer el área de trabajo con un atomizador con alcohol al 70% o toallitas desinfectantes
2. Con una esponja limpia o con toallas sanitizantes iniciar la limpieza del centro de la mesa hacia el extremo de la misma de forma mecánica hacia los otros extremos de la mesa (fig. 1)
3. Repetir el mismo procedimiento en las demás áreas de la mesa, y si es posible repetir el mismo procedimiento.
4. Enjuagar la esponja con abundante agua y dejar secar, en caso de usar toallitas se eliminan en los residuos urbanos.
5. Dejar que se seque la mesa de trabajo durante 10 minutos (evitar soplarle)

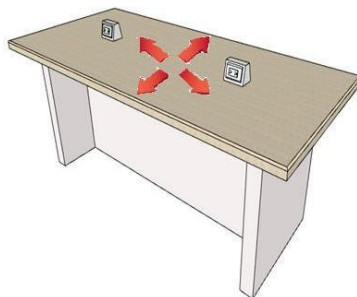
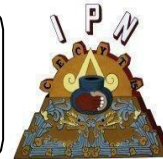


Fig. 1 dirección que se debe de limpiar la mesa de trabajo



ACTIVIDAD 2

CONTROL DE CALIDAD AL MATERIAL DE VIDRERÍA DE FORMA VISUAL.

1. Del material de vidriería proporcionado, al azar se elige el material limpio y seco, examinar de forma visual si hay manchas de agua, de ser así el material no está bien lavado o su enjuague fue insuficiente.
2. Otra forma es llenar el recipiente con agua de tal manera que las paredes se humedezcan formando una película uniforme, al retirar el agua esta debe de escurrir perfectamente, en caso de haber suciedad quedaran gotitas que se quedaran retenidas en la superficie.

ACTIVIDAD 3

PRUEBA DE RESIDUOS DE DETERGENTE

1. Del material proporcionado, realizar la prueba de control de calidad, para verificar que no existe residuo alguno de detergente
2. Agregar una gota de solución al 0.1% de azul de bromotimol
3. Deje que corra sobre toda la pared.
4. El material estará bien lavado si no presenta ninguna vire alcalino o ácido, repetir el procedimiento de lavado en todo el material en cuestión.
5. Si el color del indicador corresponde a un pH neutro, el material se puede emplear.

NOTA: EL VIRE DEL AZUL DE BROMOTIMOL ES:

Un pH que en solución ácida presenta un color amarillo, en solución básica presenta un azul y en solución neutra presenta un color verde

TAREA ACADEMICA

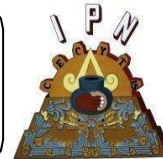
Llevar a cabo el control de calidad de un material de vidrio antes mencionado por cada uno de los integrantes

PRODUCTO

Resultado del material seleccionado y si paso o no la prueba visual y química.

CUESTIONARIO

- 1.- ¿A qué concentración de hipoclorito sódico (NaOCl) debe de usarse en superficies para desinfectar y cuál sería la concentración para superficies de alto riesgo?



2.- Mencione otros desinfectantes que se pueden utilizar en laboratorio y que propiedades desinfectantes presenta cada uno

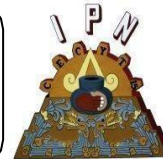
3.- ¿Por qué es importante acondicionar el material antes de usarlo?

4.- Mencione otros indicadores para la prueba de residuos de detergente en el material de Laboratorio.

5.- ¿Qué sucede si el material utilizado con muestra biológicas se lava con agua caliente?

CONCLUSIONES.

Bibliografía.



PRÁCTICA N° 3 TECNICAS DE ESTERILIZACION

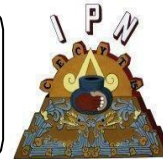
Aprendizajes esperados: Emplea responsablemente los métodos de esterilización en el laboratorio clínico

INTRODUCCIÓN

La esterilización consiste en la destrucción completa de todos los microorganismos, incluidas las formas resistentes como esporas bacterianas, virus sin envoltura (no lipídicos) y hongos. Ello puede conseguirse mediante esterilización física, esterilización gaseosa y esterilización química (v. tabla 8-1). Los esterilizantes físicos, como el calor húmedo y el calor seco, son los métodos de esterilización utilizados más a menudo en los hospitales y están indicados para la mayoría de los materiales, con excepción de los termosensibles o los que poseen componentes químicos tóxicos o volátiles.

Autoclave (introducido por Chamberland en 1884).

Es un aparato que permite calentar muestras por calor húmedo a temperaturas superiores a las de ebullición del agua (sin que ésta hierva), debido a que el tratamiento se efectúa en un compartimento estanco saturado con vapor de agua y a presiones superiores a la atmosférica. (El funcionamiento de la autoclave será oportunamente explicado en clases prácticas). Los parámetros de esterilización suelen ser: temperatura 121°C y 10-15 min con una presión de 15 libras/pulgada² (PSI) Como se puede deducir, estos parámetros vienen fijados por la resistencia de las esporas de especies saprofitas (ver última línea de la tabla anterior), que son las formas de vida que más aguantan el calor sin perder viabilidad.



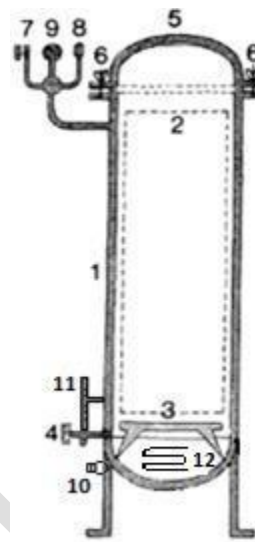
Clave: 3FP-MB895

Revisión: 21/8/2026

Fecha de emisión: AGOSTO 2026

COMPONENTES

1. Canasta. Es una canasta amplia de alambre donde se ponen los materiales que se esterilizan
2. Soporte de Canasta. Se encuentra en el fondo de la autoclave y sostiene la canasta por encima del nivel del agua.
3. Drenaje. Espita colocada en la base de la caldera, por donde sale el exceso del agua.
4. Tapa. La tapa recubre y cierra herméticamente la caldera; se ajusta mediante una arandela de goma.
5. Sujetadores de tapa. Estos sujetadores, junto con la arandela de goma, cierran herméticamente la tapa e impiden que escape el gas.
6. Válvula de salida de aire. Esta válvula se encuentra en la parte superior de la caldera o en la tapa, se emplea para dejar que salga el aire cuando el agua empieza a calentarse.
7. Válvula de seguridad. Se halla en la parte superior de la caldera o en la tapa. Indicador de temperatura y presión se eleva demasiado, evitando de que se produzca una explosión.
8. Instrumento indicador de la temperatura o de la presión. Se encuentra en la parte superior de la caldera o en la tapa e indicando la presión la temperatura, o ambas.
9. Perilla de encendido y apagado como regulador de temperatura (mínimo, medio y máximo).
10. Línea de nivel de agua
11. Resistencia eléctrica



MATERIAL POR EQUIPO

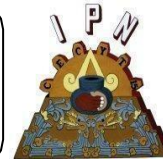
1. 2 Cajas Petri
2. 3 Pipetas serológicas de 1 mL, 5 mL, 10 mL.
3. Algodón
4. Autoclave
5. Papel estraza o Kraft
6. 5 tubos de ensaye sin tapa
7. 1 Gradilla metálica
8. 1 Matraz

MATERIAL POR GRUPO

1. Cinta testigo
2. Algodón

MATERIAL INDIVIDUAL

1. Pinzas de disección sin dientes (individual)
2. Lápiz
3. Bata



DESARROLLO

PREPARACION DE PIPETAS PARA ESTERILIZAR EN AUTOCLAVE

1. Colocar en la boca de la pipeta un filtro de algodón con la ayuda de un clip o pinza, el algodón no debe de quedar muy apretado ni muy flojo
2. Flamear con el mechero el remanente que sobresale de la boca de la pipeta
3. Envolver cada pipeta con papel Kraft o papel estraza. Y colocar cinta testigo en el extremo de la pipeta Fig. 1
4. Marcar con lápiz en la envoltura el volumen, valor de las subdivisiones y si es terminal o no

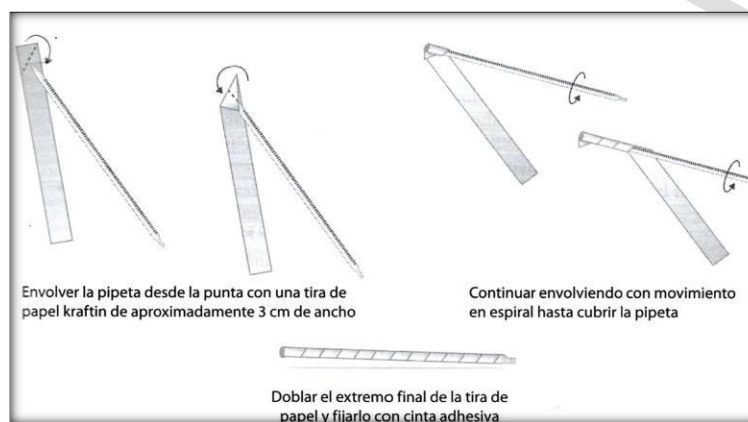


Fig. 1 Procedimiento para envolver pipetas

PREPARACIÓN DE CAJAS PETRI PARA ESTERILIZAR

1. Colocar 5 cajas de Petri de vidrio en una pila
2. Envolver con papel siguiendo las instrucciones del profesor y colocar cinta testigo (fig. 2)
3. Marcar con lápiz en la envoltura: fecha, grupo y equipo

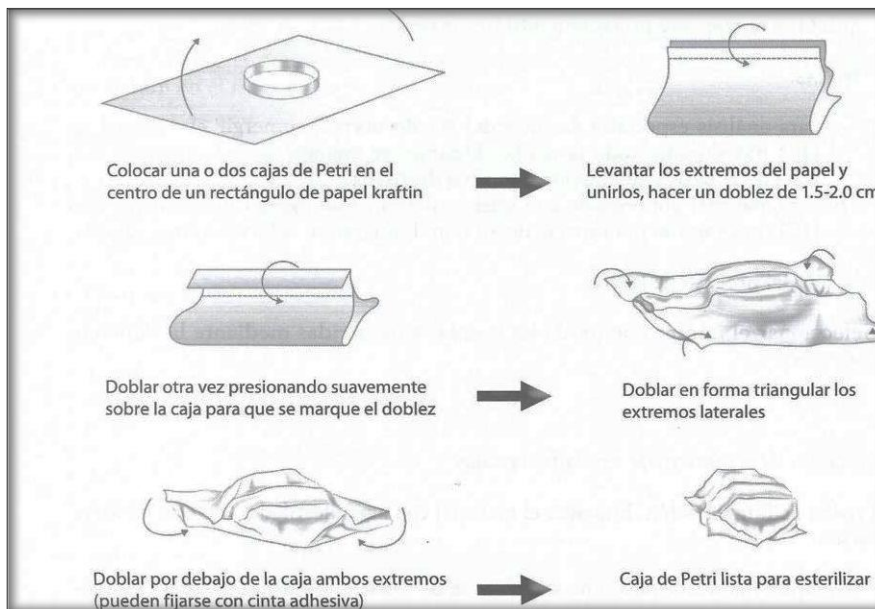
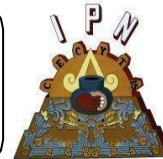
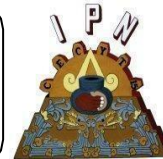


Fig. 2 Procedimiento para envolver cajas Petri

USO DE LA AUTOCLAVE

1. Verificar que la línea de agua indique que tiene la cantidad de agua adecuada en el termostato
2. Introducir el material en la canasta y posteriormente introducirlo en la autoclave
3. Cerrar la tapa de la autoclave y cerrarla con los sujetadores de forma contraria de una a la otra.
4. Encender y regular la temperatura
5. Purgar con la válvula de la salida de aire.
6. Cerrarla la válvula de salida de aire cuando se aprecie una columna de vapor.
7. Comprobar la presión y temperatura a 121 °C
8. Una vez llegado a la temperatura de 121 °C, dejarla que transcurra 15 min.
9. Transcurrido el tiempo dejar que baje la presión a cero
10. Sacar el material con guantes antitérmicos.



TAREA ACADEMICA

Llevar a cabo la esterilización del material proporcionado, debidamente envuelto e identificado

PRODUCTO

Material esterilizado debidamente identificado (fotos)

CUESTIONARIO

1.- ¿Qué otro indicador se puede utilizar para verificar la esterilización con vapor de agua?

2.- Mencione en cómo funciona químicamente la cinta testigo

3.- ¿Cuál es la importancia de purgar previamente antes de continuar la esterilización?

4.- Mencione otros tipos de esterilización



INSTITUTO POLITÉCNICO NACIONAL
CENTRO DE ESTUDIOS CIENTÍFICOS Y TECNOLÓGICOS NO. 15
“DIÓDORO ANTÚNEZ ECHEGARAY “
ACADEMIA DE: TÉCNICO LABORATORISTA CLÍNICO
LABORATORIO DE: FUNDAMENTOS DE INSTRUMENTACIÓN Y SISTEMATIZACIÓN EN EL
LABORATORIO CLÍNICO



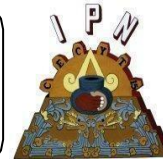
Clave: 3FP-MB895

Revisión: 21/8/2026

Fecha de emisión: AGOSTO 2026

CONCLUSIONES.

Bibliografía.



PRÁCTICA N°4

MANEJO DEL MATERIAL VOLUMETRICO

Aprendizajes esperados. Maneja los utensilios volumétricos para los análisis en el laboratorio clínico siguiendo las Buenas Prácticas de Laboratorio.

INTRODUCCIÓN: El material volumétrico es llamado así porque se emplea en general para la medición de volúmenes de líquidos, dicho material está formado por pipetas aforadas o volumétricas, pipetas graduadas terminales y subterminales, probetas, buretas, matraces aforados o volumétricos, con los cuales se realizan mediciones exactas y aproximadas.

La mayoría de las pipetas están hechas de vidrio, sin embargo, hay pipetas serológicas de plástico. Hay definidas dos categorías de pipetas manuales: de transferencia y medición. Dentro de estas categorías hay tres subclasificaciones: para contener (PC), para transferir (PT)

El aforo de un material volumétrico debe de tomarse en cuenta que el menisco del líquido que coincida con el aforo; los líquidos pueden ser transparentes o coloridos. En el caso de los líquidos transparentes la línea o marca de aforo deberán quedar tangentes al menisco en la parte inferior; en los líquidos coloridos se tomará la medida en la parte superior del menisco.

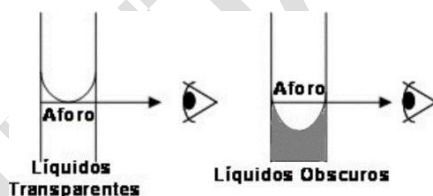


Fig. 1. Distintos tipos de aforos.

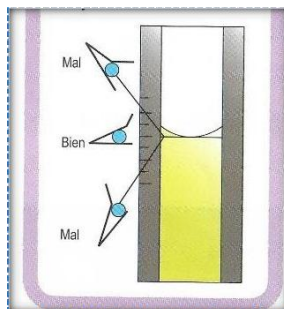
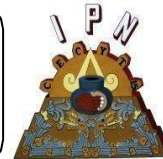


Fig. 2 Forma correcta de observar para poder aforar y el error de paralaje



Al material que mide un solo volumen constante se les denomina aforado, ejemplos de estos: el matraz aforado y pipeta volumétrica.

Una **solución está formada por un disolvente (solvente) y uno o más solutos**. Se necesita un mínimo de dos sustancias para tener una solución. El componente de una solución que se encuentra en la mayor cantidad, generalmente se llama el **disolvente**, y el (los) otro (s) componente (s) se llama **soluto (s)**.

MATERIAL:

- ❖ Pipetas graduadas de 1 mL y 5 mL. (1)
- ❖ Pipetas volumétricas (2)
- ❖ Probetas (1)
- ❖ Bureta
- ❖ Matraces aforados (1)
- ❖ Matraz Erlenmeyer (1)
- ❖ Soporte Universal.
- ❖ Tubos de ensaye 13X100 (5)
- ❖ Pinzas para bureta
- ❖ Embudo
- ❖ Propipeta
- ❖ Vasos de precipitado de (100, 250, 400 mL) 2 de C/U
- ❖ Franela.
- ❖ Gradilla.

REACTIVOS:

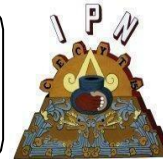
- ❖ Agua destilada.
- ❖ Solución colorida con azul de metileno

Tarea académica: Realizar el aforo correcto en una bureta, matraz y en las pipetas volumétricas como graduadas con sustancias coloridas

Producto: Demostración del aforo correcto al docente y reporte de la práctica.

MANEJO CORRECTO DE LA PROBETA.

1. Con la ayuda de un vaso de precipitado y el embudo, se lleva el líquido a unos mililitros debajo de la marca indicada.
2. Con la ayuda de una pipeta graduada se va adicionando la cantidad de líquido deseado hasta llegar al aforo. Recordando que se debe de aforar a la altura de los ojos.



MANEJO CORRECTO DE LA BURETA.

1. La bureta se sujeta al soporte universal con la pinza para bureta.
2. Verificar que la llave este cerrado.
3. Con la ayuda del embudo vaciar poco a poco más arriba del primer aforo.
4. Controlar la llave de paso con la mano izquierda y la derecha sujetar el vaso de precipitado con el líquido.
5. Se procede a dejar salir un poco de líquido para sacar la burbuja de la llave de la bureta.
6. Se vuelve a llenar la bureta y aforar.
7. Dejar caer de mililitro en mililitro el líquido en el matraz Erlenmeyer, hasta controlar la llave. (Controlar la llave de la bureta con la mano izquierda).
8. Se vuelve a llenar la bureta, arriba del primer aforo y aforar.
9. Dejar caer el líquido de décima en décima hasta controlar la llave de la bureta.
10. Se vuelve a llenar la bureta, arriba del primer aforo y aforar.
11. Dejar caer de gota en gota hasta dominar la llave de la bureta.

NOTA: Se debe de estar observando la lectura, para no tener errores. Se toma la lectura en relación al menisco del líquido. Todo manejo de la BURETA es con la mano IZQUIERDA. (Para los diestros)

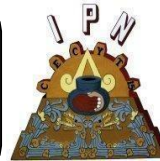
MANEJO CORRECTO DE LAS PIPETAS GRADUADAS O VOLUMÉTRICAS.

1. Se toma la pipeta de tal forma que la graduación quede frente a nosotros y se observe el aforo a la altura de los ojos.
2. Se introduce la punta en el recipiente del cual se va a tomar la sustancia o líquido.
3. Succionar el líquido con la ayuda de la Propipeta, hasta arriba del primer aforo.
4. Se observa el aforo a la altura de los ojos. Dejar caer el líquido hasta el primer aforo, limpiar la pipeta con papel higiénico.
5. Dejar caer el líquido que desea tomar sobre las paredes del recipiente, hasta llegar al aforo.

NOTA: Recordar que en los volumétricos solo se puede tomar la cantidad indicada en ellas. Existe el error de paralaje.

MANEJO CORRECTO DEL MATRAZ AFORADO

1. Se coloca el embudo, con un vaso de precipitado se deposita poco a poco el contenido hasta disolver la muestra.
2. Agregar hasta lo que comprende el cuerpo del matraz, es decir hasta llegar al nivel del cuello.
3. Se quita el embudo y con una pipeta graduada se adiciona hasta llegar el menisco al aforo indicado.
4. El aforo debe de estar a la altura de los ojos.



Clave: 3FP-MB895

Revisión: 21/8/2026

Fecha de emisión: AGOSTO 2026

ACTIVIDAD 3. CONTESTAR EL CUESTIONARIO DEL MANUAL CON LA AYUDA DE LA BIBLIOGRAFÍA CORRESPONDIENTE A LA PRÁCTICA.

Tarea académica: Contestar el cuestionario para dicha práctica con la ayuda de la bibliografía.

Producto: Entregar el cuestionario completo y realizar sus conclusiones.

ALGUNAS COSAS QUE NO DEBEN HACERSE

1. Nunca mida el volumen de los líquidos cuando están calientes (se encuentran dilatados).
2. Nunca caliente en una llama los utensilios de vidrio graduados.
3. Nunca deje los utensilios de vidrio graduados en remojo en soluciones alcalinas (hidróxido sódico o potásico, amoníaco).

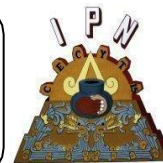
CUESTIONARIO:

1.- Menciona el significado de los siguientes conceptos:

- ❖ Medir.- _____
- ❖ Menisco.- _____
- ❖ Aforo.- _____
- ❖ Aforar.- _____

2.- Mencione que tipos de diluciones existen y cuáles son las más usuales en el laboratorio clínico: _____

3.- A que altura se debe aforar los diferentes tipos de material y porque:



4. Menciona el significado de los siguientes conceptos:

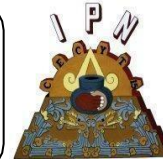
❖ Exactitud. - _____

❖ Precisión. - _____

5. ¿Para empezar a trabajar en qué condiciones debe de estar el material?

CONCLUSIONES

Bibliografía.



PRACTICA N°5

PREPARACIÓN DE DILUCIONES

Aprendizajes esperados. Elabora diluciones seriadas empleadas en el laboratorio clínico.

Una **solución** está formada por un **disolvente (solvente)** y uno o más **solutos**. Se necesita un mínimo de dos sustancias para tener una solución. El componente de una solución que se encuentra en la mayor cantidad, generalmente se llama el **disolvente**, y el (los) otro (s) componente (s) se llama **soluta (s)**. A veces es conveniente designar un componente como el disolvente, aunque esté en pequeñas cantidades.

El disolvente es el medio en el cual se mezclan o disuelven las otras sustancias. El disolvente generalmente es un líquido como el agua. A menos que se presente de otro modo, siempre estará relacionado con **soluciones acuosas**; el término **acuoso** designa al agua como disolvente.

DILUCIÓN

Es cuando se obtiene una solución menos concentrada a partir de otra más concentrada. Se añade un diluyente, por ejemplo, agua a una alícuota de la solución más concentrada, dándonos una concentración inferior.

TIPOS DE DILUCIONES

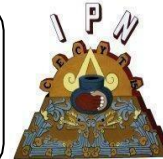
- Seriadas
- No seriadas
- Independientes

DILUCIONES SERIADA Y NO SERIADAS

Diluciones seriadas: Sucesión de diluciones con incrementos progresivos y regulares, en los cuales el factor de dilución siempre es igual.

Diluciones no seriadas: Sucesión de diluciones con aumentos progresivos, no regulares, en los cuales cada dilución es menos concentrada que la anterior en una proporción no conocida.

Una dilución 1:10 ó 1 a 10 ó 1/10 es decir: 1 parte de suero + 9 partes del diluyente



Es decir:

1 parte del suero

+

9 partes del diluyente

10 partes de la solución final.

DILUCIONES SERIADAS (EN SERIE.)

Una dilución en serie o seriada, constituye una sucesión de diluciones con incrementos progresivos y regulares, en los cuales cada dilución subsecuente es menos concentrada que la anterior.

En un sistema de N diluciones en serie, la concentración de soluto en cada dilución sucesiva equivale a $1/n$ de la anterior. Con frecuencia las diluciones en serie se efectúan “al doble” o sea que cada dilución tiene la mitad de la concentración que su predecesora inmediata.

La cantidad de dilución de un sistema se determina mediante la siguiente fórmula:

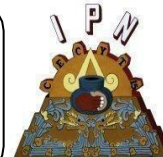
$$\frac{1}{\text{Cantidad de dilución}} = \frac{\text{volumen transferido}}{\text{volumen total.}}$$

Cantidad de dilución

volumen total.



Fig. 1 serie de diluciones seriadas



Clave: 3FP-MB895

Revisión: 21/8/2026

Fecha de emisión: AGOSTO 2026

I) MATERIAL

- 2 pipetas serológica de 1 o 10mL
- Gradilla metálica
- 6 tubos de 13X100mm
- Propipeta

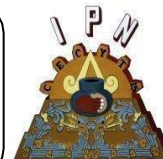
Reactivos:

- Sulfato de cobre al 5 %
- Agua destilada

ACTIVIDAD 1. Marcar 5 tubos de ensayo de 213X100 mL. del 1 al 5. De la solución preparada (Sulfato de Cobre CuSO_4 al 5 %) se toman las siguientes diluciones. Realizar diluciones con factor de dilución de 2 a un volumen final de 5 mL, realice los cálculos matemáticos para determinar la concentración de cada tubo

Tabla 1. dilución independiente de CuSO_4 .

TUBO	SOLUCIÓN (mL) CuSO_4	AGUA DESTILADA (mL)	Dilución	[g / mL]
0				
1				
2				
3				
4				
5				



III. PROCEDIMIENTO.

1. Preparar una serie de diluciones con Sulfato de cobre al 5% de acuerdo a la tabla,
2. Enumerar 5 tubos con marcador indeleble de 13X100mm.
3. Marcar el tubo 0 como dilución 1:1, al tubo 2 como 1:2, así consecutivamente con un volumen final de 5 mL, y completar la tabla.
4. Agregar a cada tubo como la cantidad de agua y sulfato de cobre
5. Posteriormente, homogeneizar adecuadamente y Una vez hechas las diluciones, y visualizarlas desde la parte superior de la gradilla como en la Fig. 2.
6. Realizar anotaciones en base a sus resultados

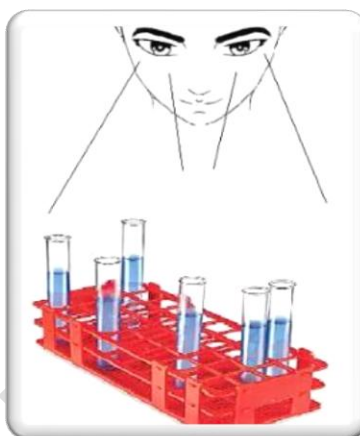
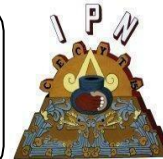


Fig. 2 Visualización desde la parte superior para diferenciar la intensidad de color en cada tubo (use fondo blanco)

NOTA: Si las diluciones fueron bien preparadas, las absorbancias en cada dilución deben seguir la ley de Bouguer-Lambert-Beer, esta parte se comprobará práctica N° 8

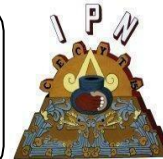


IV. CONCLUSIONES.

V. CUESTIONARIO.

1. Menciona otro tipo de diluciones que conozcas, explicando en que consiste cada una de ellas.
2. Calcula la cantidad en mL de soluto y disolvente que se requiere para preparar 2.5mL de una dilución 1:20 de azul de metileno.
3. Menciona las ventajas que se obtienen al realizar diferentes diluciones.
4. Investiga en que caso se requiere realizar diluciones de laboratorio de análisis clínicos y describa 3 ejemplos

BIBLIOGRAFIA



PRÁCTICA N°6

BALANZA GRANATARIA Y BALANZA ANALÍTICA.

Aprendizajes esperados. Emplea responsablemente la balanza granataria y analítica conforme la técnica de manejo siguiendo las Buenas Prácticas de Laboratorio.

INTRODUCCIÓN. - La balanza es un instrumento que mide la masa de un cuerpo o sustancia, utilizando como medio de comparación la fuerza de la gravedad que actúa sobre el cuerpo. La palabra proviene de los términos latinos bis que significa dos y linx, plato. Se debe tener en cuenta que el peso es la fuerza que el campo gravitacional ejerce sobre la masa de un cuerpo, siendo tal fuerza el producto de la masa por la aceleración local de la gravedad. $[F = m \times g]$. El término local se incluye para destacar que la aceleración depende de factores como la latitud geográfica, la altura sobre el nivel del mar y la densidad de la tierra, en el lugar donde se efectúa la medición. Dicha fuerza se mide en Newton. La balanza tiene otros nombres, entre los que destacan báscula y pesa

La balanza se utiliza para medir la masa de un cuerpo o sustancia o también el peso de los mismos, dado que entre masa y peso existe una relación bien definida. En el laboratorio se utiliza la balanza para efectuar actividades de control de calidad –con dispositivos como las pipetas–, para preparar mezclas de componentes en proporciones predefinidas y para determinar densidades o pesos específicos.

Balanza de plato superior. Este tipo de balanza dispone de un platillo de carga colocado en la parte superior, el cual es soportado por una columna que se mantiene en posición vertical por dos pares de guías que tienen acoples flexibles. El efecto de la fuerza, producido por la masa, es transmitido desde algún punto de la columna vertical o bien directamente o mediante algún mecanismo a la celda de carga.

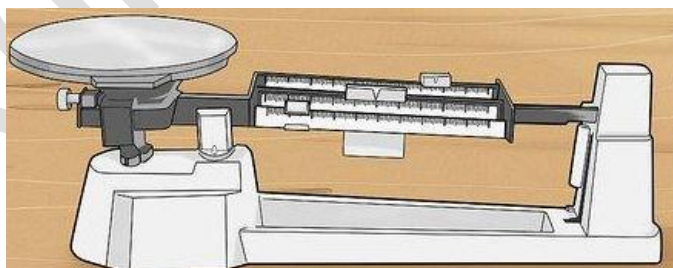
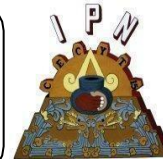


Fig. 1 Balanza granataria de triple brazo



Partes

- Pesas: Establecen la comparación de un peso con otro.
- Platillo: Este recibe el objeto a pesar.
- Índice de fiel: Es la referencia para el ajuste a cero.
- Tornillo nivelador: Sirve para calibrar la balanza
- Base: Sostiene al instrumento
- Jinetes: Son los que se desliza por toda la graduación para poder indicar la cantidad en gramos de la masa que se colocó en la bandeja y antes de usarse debe estar igualmente equilibrado en cero.
- Vigas o brazo: Son una especie de barra que tienen cada una escala numérica para representar el peso, que puede ser hasta los 10 gramos, 100 gramos o mayor a los 100.

Partes de la balanza granataria

<https://es.educaplay.com/recursos-educativos/6779429-partes-de-la-balanza.html>



SCAN ME

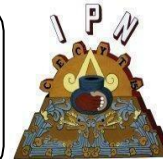
Balanzas electrónicas de exactitud

En la actualidad también se usan estas balanzas electrónicas de un solo plato abiertas o adicionalmente se les puede colocar un estuche protector de vidrio o plástico transparente para evitar la acción del aire. Funcionan con electricidad, y en algunos modelos a pilas. Han avanzado en el terreno del pesaje ganando lugar por su practicidad, bajo costo, y fácil funcionamiento. Quizás en algunos lugares todavía no esté al alcance, pero en muchos otros ya lo está, especialmente en centros de salud periféricos de algunos países hispanoamericanos que disponen de acceso a la red eléctrica.

Si no hay electricidad se usan las pilas en los modelos que permiten usarlas. Alcanzan sensibilidades bastante buenas, lo suficiente como para pesar las cantidades usadas habitualmente en los laboratorios. Si bien, una balanza analítica de precisión electrónica tiene mayor sensibilidad, no está al alcance de todos por el precio abultado. En estas condiciones, estas balanzas como las mostradas en las figuras, cumplen y suplen la función de una balanza analítica, aunque con limitaciones de sensibilidad, pero prácticas para las necesidades básicas de un laboratorio de salud periférico.

Las balanzas electrónicas involucran tres elementos básicos 3:

1. El objeto a ser pesado que se coloca sobre el platillo de pesaje ejerce una presión que está distribuida de forma aleatoria sobre la superficie del platillo. De allí, mediante un mecanismo de transferencia –palancas, apoyos, guías–, se concentra



2. la carga del peso en una fuerza simple $[F]$ que puede ser medida. $[F = \int P \, da]$ La integral de la presión sobre el área permite calcular la fuerza.
3. Un transductor de medida, conocido con el nombre de celda de carga, produce una señal de salida proporcional a la fuerza de carga, en forma de cambios en el voltaje o de frecuencia.
4. Un circuito electrónico análogo digital que finalmente presenta el resultado del pesaje en forma digital.

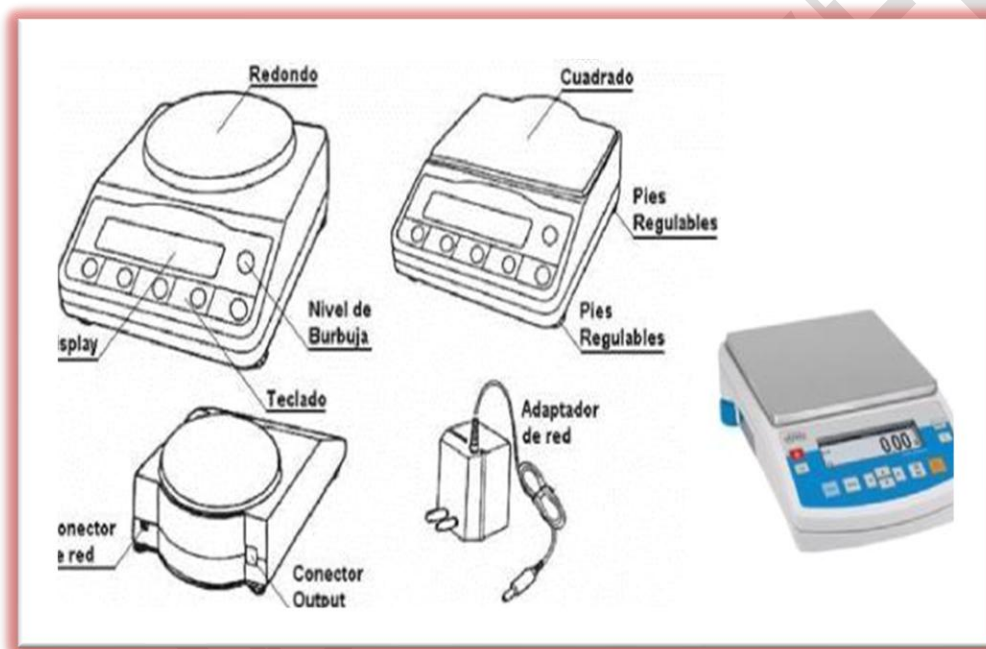
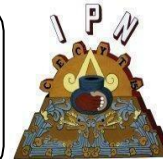


Fig. 2 Balanza analítica digital de alta exactitud



Es importante tener en cuenta los siguientes conceptos como son:

Masa.- Es la cantidad de materia que tiene una sustancia o un cuerpo, y ésta es invariable.

Peso.- Es la medida de la fuerza que la gravedad terrestre ejerce sobre él. La fuerza de gravedad varía con la altitud y la latitud terrestre, por lo que el peso de un objeto puede variar.

Carga Máxima.- Es la capacidad máxima que la balanza analítica registra, la cual es **200gr**.

Carga Mínima.- Es la mínima capacidad de registro de la balanza analítica, la cual es de **0.0001 gr**.

Este aparato está encerrado en una caja de vidrio o plástico para evitar que las corrientes de aire o las variaciones de temperatura afecte la pesada.

TIPOS DE PESADAS.

Tipos de Pesadas

- Simple o sencilla
- Diferencia o sustitución
- Por adición
- Por tara.

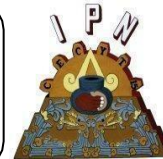
MATERIAL

- Vidrio de reloj.
- Vaso pp de 50mL.
- Espátula
- Brocha pequeña
- Balanza analítica.
- Colores (por alumno)
- Manual

- Libros relacionados con la práctica.

REACTIVOS (traer por equipo)

- Azúcar
- Sal
- Arena
- Fríjol
- Arroz

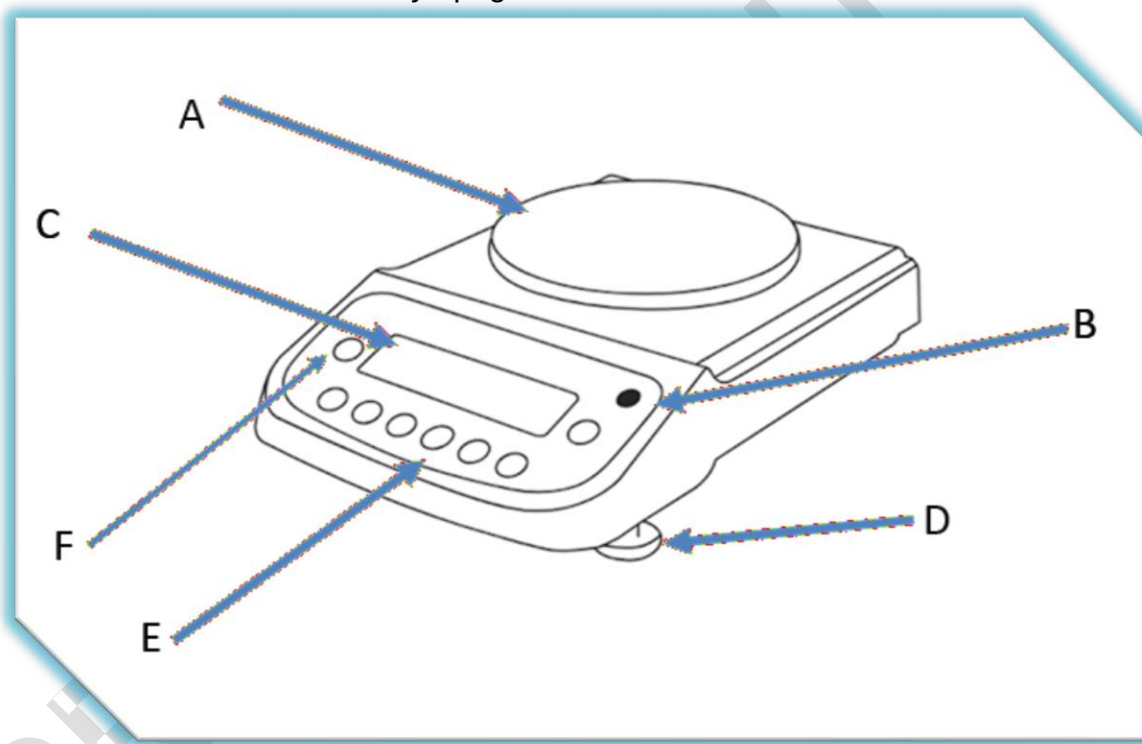


ACTIVIDAD 1. IDENTIFICACIÓN DE LAS PARTES QUE CONFORMAN A UNA BALANZA ANALÍTICA.

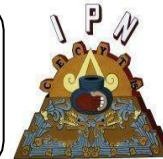
Tarea académica: Indicar en el esquema que se muestra a continuación las partes de la Balanza Analítica.

Producto: Esquema de la balanza analítica con las partes ya identificadas.

- A. Platillo
- B. Patas tipo tornillo
- C. Nivel de burbuja
- D. Botón de tara.
- E. Pantalla
- F. Botón de encendido y apagado



Esquema 1. Balanza analítica



ACTIVIDAD 2. MANEJO DE LA BALANZA ANALITICA.

Tarea académica: Determinar el peso de tres diferentes reactivos, sustancias y muestras indicadas por los profesores.

Producto: Realizar un cuadro donde presente el peso de los diferentes objetos, muestras y reactivos

CUIDADOS ANTES DE EMPEZAR A TRABAJAR CON LA BALANZA.

- 1.- Cerciorarse que todas las escalas marquen cero.
- 2.- Pesar sobre un recipiente apropiado y nunca directamente sobre el platillo de la balanza, pudiendo emplearse entre otros, charolas de papel, aluminio o encerado.
- 3.- No se debe pesar sustancias que desprendan vapores, ni sustancias corrosivas.
- 4.- En caso de residuos de sustancias, en el piso de la Balanza, eliminarlo con un pincel de cerdas suaves.

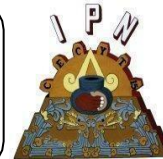
TECNICA DE MANEJO DE LA BALANZA ANALITICA DIGITALIZADA

- 1) Nivelar la Balanza, con la ayuda de las patas tipo tornillo, hasta que la burbuja de aire esté dentro del Nivel de Burbuja.
- 2) Conectar la balanza a la toma de corriente eléctrica.
- 3) Encienda la Balanza presionando el botón de encendido
- 4) Dejar que se establezca la escala a 0.0000 gr.
- 5) Abrir una de las ventanas, colocar el recipiente que va a contener la sustancia que se requiere pesar
- 6) Cerrar la ventana
- 7) Registrar el peso. (o tararlo)
- 8) Abrir la ventana, colocar la sustancia u objeto que se quiere saber su peso, sobre el recipiente.
- 9) Cerrar la ventana
- 10) Registrar el peso.
- 11) Apagar la Balanza con el botón.
- 12) Sacar los recipientes y desconectar la Balanza. Realizar operaciones.

ACTIVIDAD 3. CONTESTAR EL CUESTIONARIO DEL MANUAL CON LA AYUDA DE LA BIBLIOGRAFÍA CORRESPONDIENTE A LA PRÁCTICA.

Tarea académica: Por medio de los libros contestar el cuestionario para dicha práctica.

Producto: Cuestionario debidamente contestado, con sus conclusiones por parte del equipo con la bibliografía correspondiente.

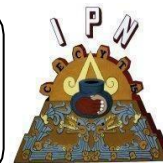


CUESTIONARIO:

- 1) Explica tres cuidados que se deben tener durante el manejo de la balanza.
 - a) _____
 - b) _____
 - c) _____
- 2) Explica cómo se realiza la pesada por diferencia: _____
- 3) Anota la capacidad mínima y máxima de la balanza que se encuentran en el laboratorio de instrumentación. _____
- 4) Cuales son condiciones que debe cumplir la balanza: _____



INSTITUTO POLITÉCNICO NACIONAL
CENTRO DE ESTUDIOS CIENTÍFICOS Y TECNOLÓGICOS NO. 15
“DIÓDORO ANTÚNEZ ECHEGARAY “
ACADEMIA DE: TÉCNICO LABORATORISTA CLÍNICO
LABORATORIO DE: FUNDAMENTOS DE INSTRUMENTACIÓN Y SISTEMATIZACIÓN EN EL
LABORATORIO CLÍNICO



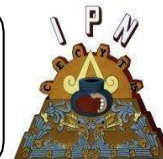
Clave: 3FP-MB895

Revisión: 21/8/2026

Fecha de emisión: AGOSTO 2026

CONCLUSIONES

BIBLIOGRAFÍA.



PRÁCTICA N.º 7 MANEJO DEL POTENCIÓMETRO

Aprendizajes esperados Aplica responsablemente el manejo del Potenciómetro en el laboratorio clínico, empleando las Buenas Prácticas de Laboratorio.

INTRODUCCIÓN: pH es el término que indica la concentración de iones hidrógeno en una solución. Se define como el logaritmo negativo de la concentración de iones H^+ (protones); de la cual se describe como: $pH = -\log (H^+)$, donde (H^+) es la concentración de iones H^+ en moles por litro.

A principio del siglo XIX, Michael Faraday, científico inglés, descubrió que las soluciones acuosas de ciertas sustancias conducen la corriente eléctrica, mientras que el agua pura y otras soluciones no la conducen. Faraday llamo electrolitos a las sustancias cuyas soluciones acuosas conducen la corriente y no electrolitos a las sustancias que no son descompuestas por la electricidad. La electrolisis es el proceso por el cual una corriente eléctrica, guiada por un potencial eléctrico externo, produce un cambio químico. De acuerdo con la teoría de atracción interiónica, postulada por Debye y Huckel en 1923, los electrolitos fuertes en solución están disociados totalmente y la dilución solo aumenta el grado aparente de disociación, pues al aumentar las distancias entre iones de carga contraria; como resultado de ello hay menos interferencia en la migración iónica y aumenta la conductividad eléctrica.



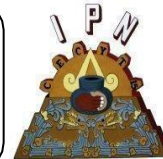
Fig. 1 Potenciómetro.

● MATERIAL

- Medidor de pH
- Vasos de precipitados de 100 ml.
- Vaso de precipitado de 600 ml.
- Solución Buffer pH 7, pH 4, pH 9
- Piseta
- Papel higiénico.
- Franela

● REACTIVOS

- Agua de limón
- Leche
- Refresco de sabor.
- Jugos de diferentes sabores.
- Café.
- Salsa valentina
- Agua mineral



Clave: 3FP-MB895

Revisión: 21/8/2026

Fecha de emisión: AGOSTO 2026

DESARROLLO:

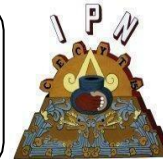
Método para conocer el pH de una solución; se puede determinar por medio de indicadores visuales o por métodos electrométricos. Los indicadores visuales son ácidos a bases orgánicas que presentan colores distintos cuando están en forma molecular y en forma iónica. El papel tornasol rojo y azul son los más utilizados, ya que este cambio de color, cuando se introduce el papel azul a una solución ácida, esta vira a rojo, mientras el rojo en una solución alcalina vira a color azul. Así tenemos que el uso de este papel tornasol solo nos indica si la solución es ácida o básica. Los métodos electrométricos involucran a todos aquellos aparatos que miden el pH, con estos aparatos las mediciones son más rápidas, con una exactitud hasta de una centésima de unidad de pH.

Existen medidores de pH de diferentes marcas: (Beckman, Coleman, Orión, etc.) y modelos.

COMPONENTES DE UN POTENCIOMETRO

El que a continuación se describe es el Beckman Corning 7

- | | | | | |
|-------------------------------------|-------------|----|-----------|----|
| 1. Botón calibrador | 5. Botón | de | funciones | (4 |
| 2. Botón compensador de temperatura | posiciones) | | | |
| 3. Escalas | • Stand-By | | | |
| 4. Electrodo | • pH | | | |
| | • +MV | | | |
| | • -MV | | | |



Clave: 3FP-MB895

Revisión: 21/8/2026

Fecha de emisión: AGOSTO 2026

NOTA IMPORTANTE:

- ❖ Conectar y estabilizar el aparato de 3 a 5 minutos.
- ❖ Mantener siempre los electrodos sumergidos en agua destilada, cuando no se usen.
- ❖ El potenciómetro debe manejarse con mucha precaución, especialmente los electrodos de vidrio.
- ❖ Dejar el aparato desconectado de la corriente eléctrica.

ACTIVIDAD 1. CUANTIFICAR EL pH DE DIVERSAS MUESTRAS.

Tarea académica: Cuantificar seis muestras diferentes y clasificarlas de acuerdo a los parámetros establecidos para pH.

Producto: Elaborar un cuadro donde se registra cada determinación de las muestras y se compara los resultados con la bibliografía correspondiente.

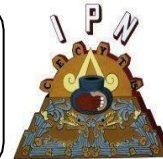
ACTIVIDAD 2. LLENADO DEL CUESTIONARIO DEL MANUAL CON LA AYUDA DE LA BIBLIOGRAFIA CORRESPONDIENTE Y ENTREGA DEL INFORME.

Tarea académica: Por medio de los libros realizar el cuestionario para dicha práctica y realizar el informe correspondiente.

Producto: Cuestionario debidamente contestado, con sus conclusiones e informe completo, por parte del equipo con la bibliografía correspondiente.

CUESTIONARIO.

1. ¿Cuáles son los tipos de electrodos que se utilizan en el laboratorio?: _____
2. Para que se utiliza la solución Buffer. _____



Clave: 3FP-MB895

Revisión: 21/8/2026

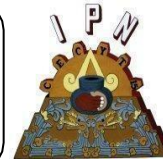
Fecha de emisión: AGOSTO 2026

3. Define que es un electrolito fuerte y un débil: _____

4. ¿Qué es pH? _____

5. ¿Cuál es la escala para medir el pH? (dibujarla).

BIBLIOGRAFÍA.



PRÁCTICA N° 8

ESPECTROFOTOMETRÍA (1 sesión)

Aprendizajes esperados. Usa responsablemente el Espectrofotómetro de luz visible y UV en el laboratorio clínico, empleando las Buenas Prácticas de Laboratorio.

INTRODUCCIÓN. La espectroscopia, o el estudio de las interacciones de la radiación electromagnética con la materia, es el mejor y más exacto grupo de métodos instrumentales utilizados en los análisis químicos y en toda la ciencia química. El espectro electromagnético se divide en la siguiente gama de longitudes de onda: rayos gamma, rayos X, ultravioleta, visibles, infrarrojos, microondas y ondas radioeléctricas. Las interacciones electromagnéticas con la materia provocan la absorción o emisión de energía a través de la transición de los electrones entre niveles cuánticos o discretos de la energía. Existen muchos métodos de análisis cuantitativos y cualitativos, pero los métodos Espectroscópicos se consideran de los mejores y más utilizados en los laboratorios clínicos.

El análisis Fotométrico se basa en la medición de la cantidad de luz absorbida y transmitida por una sustancia; dicho estudio se **fundamenta** en las leyes de **LAMBERT, BEER Y BOURGER**.

Ley de BEER: Establece que, al hacer pasar un haz de luz monocromático a través de una solución transparente y colorida, la cantidad de luz absorbida por ésta es directamente proporcional a su concentración.

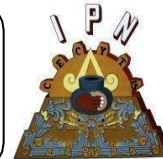
Ley de LAMBERT: Establece que, al hacer pasar un haz de luz monocromático a través de una solución transparente y colorida, la cantidad de luz absorbida por ésta es directamente proporcional a la concentración por el diámetro de la celda que contiene a dicha solución.

Ley de BOUGER

Hay una relación que existe entre la absorción de radiación y la *longitud de la trayectoria* (espesor de la celda) a través del medio absorbente, de la que indica que la cantidad de luz absorbida es directamente proporcional al diámetro de la celda.

Ley de LAMBERT-BOURGER-BEER (LEY DE LA ESPECTROFOTOMETRÍA): Establece que, al hacer pasar un haz de luz monocromático a través de una solución transparente y colorida, la cantidad de luz absorbida por ésta es directamente proporcional a su concentración y al diámetro de la celda que contiene dicha solución.

ABSORBANCIA: En la práctica cuando un rayo de luz pasa a través de una solución colorida parte de esta radiación es absorbida y la restante se refleja o se transmite de



acuerdo a sus características físico-químicas, a este fenómeno se le denomina absorción diferencial y constituye parte fundamental de la Espectrofotometría ya que en ella es muy importante el tipo y la cantidad de energía absorbida.

TRANSMITANCIA: En la práctica cuando un rayo de luz pasa a través de una solución colorida parte de esta radiación es absorbida y la restante se refleja o se transmite, cuando se mide la cantidad de luz transmitida se le llama Transmitancia.

Para determinar la concentración, es posible utilizar el método Directo y el Gráfico.

MÉTODO DIRECTO:

[Pb]: Concentración del problema

$$[Pb.] = \frac{Abs Pb.}{[St]}$$

Abs. St

Abs. Pb: Absorbancia del problema

[St]: Concentración del estándar

Abs. St: Absorbancia estándar

MÉTODO GRÁFICO

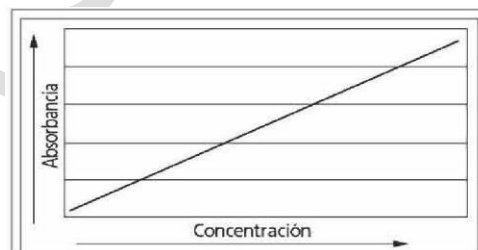
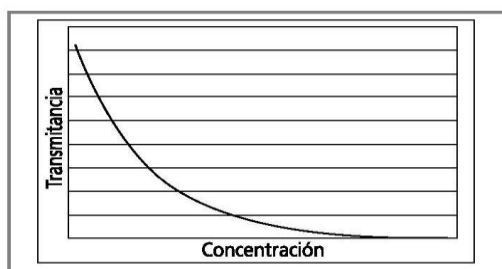
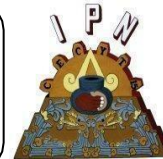


Fig. 1 Curva de calibración usando transmitancia o absorbancia.



Fig. 2 Espectrofotómetro UV-Vis, 200~960nm de absorción atómica. Marca: [SHLG](#)



Normalmente, la transmitancia y absorbancia, como se ha definido, no puede medirse en el laboratorio ya que la disolución del analito debe de mantenerse en algún tipo de recipiente transparente o cubeta. Deben de construirse de un material que deje pasar la radiación de la región espectral de interés. Para trabajar en la región ultravioleta (por debajo de 350 nm) se requieren de cuarzo o sílice fundida; cualquiera de estas sustancias es transparentes en la región visible. En la región visible también se pueden utilizar los recipientes de plástico, las dimensiones de la celda van de 1 a 10 cm de alto y de un espesor de 1 cm para el paso de haz de luz. Las dos caras de las cubetas por las que no atraviesa el haz de luz son estriadas para identificar claramente la posición de la cubeta en la cavidad de lectura del espectrofotómetro y para facilitar su extracción y colocación. (Fig. 3.)



Fig. 3 Diferentes celdas de plástico y partes que la componen.

Para tener buenas determinaciones de absorbancia depende mucho del uso y mantenimiento de las cubetas. Debemos de tomar en cuenta de que las huellas dactilares, la grasa, u otras señales sobre las cubetas alteran notablemente las características de transmisión de una sustancia en las ventanas. Por ellos, es indispensable una limpieza completa antes y después de su uso.

Una vez que se haya terminado en realizar la determinación de la absorbancia de una sustancia, se procede a desechar la sustancia en un vaso o regresarla al tubo, y se enjuaga con agua destilada abundantemente de tres a cuatro lavadas.

MATERIAL

- Espectrofotómetro.
- Celdas para espectrofotómetro.
- Lápiz, goma y Colores.
- Papel milimétrico.
- Regla.
- Libros.
- Calculadora.

ACTIVIDAD 1. IDENTIFICACIÓN DE LAS PARTES QUE COMPONE UN ESPECTROFOTOMETRO

En equipos de trabajo colaborativo de base, propiciar valores (honestidad, responsabilidad, tolerancia y respeto), asignar roles de acuerdo a sus integrantes (Tiempo, Tarea, Aprendizaje, Asesoría, controlador de ruido).



Tarea académica: Llevar a cabo la identificación de las partes del espectrofotómetro y su función, así como el manejo y cuidado de las celdas.

Producto: Esquema del espectrofotómetro en el manual.

ACTIVIDAD 2. DETERMINACIÓN DE LA CONCENTRACIÓN DE UN ANALITO POR EL MÉTODO DIRECTO Y GRÁFICO

Tarea académica: Realizar la cuantificación de un analito por el método gráfico y directo.

Producto: Realizar el método gráfico en papel milimétrico y método directo en el manual, así como el análisis de cada uno, comparando los resultados obtenidos.

DESARROLLO

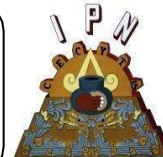
Elabore una curva de calibración a través de los datos que se presentan a continuación. (Grafique en papel milimétrico)

Se realiza una curva de calibración de glucosa, con los datos que se te presentan, que se leyeron a 505 nm.

TABLA 1. Resultados de la absorbancia de glucosa leídos a 505 nm.

Concentración (mg/dL)	Abs.
64.22	0.199
95.52	0.296
130.05	0.403
161.36	0.5
192.34	0.596
211.7	0.656
240.1	0.744
258.82	0.802

- Determine la concentración del problema por el método gráfico tomando en cuenta de que Abs del Pbl. es de 0.477
- Determine la concentración del problema por el método directo tomando en cuenta de que Abs del Pbl. es de 0.477, la Abs del St. es de 0.286 y la concentración del St es de 92.3 mg/dL.



ACTIVIDAD 3. LLENADO DEL CUESTIONARIO Y ENTREGA DEL INFORME.

Tarea académica: Por medio de los libros realizar el cuestionario para dicha práctica y el informe correspondiente.

Producto: Cuestionario debidamente contestado, con sus conclusiones e informe completo, así como la bibliografía correspondiente.

CUESTIONARIO

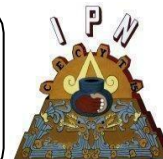
1) Realice una tabla con la longitud de onda, los colores absorbidos en esa región y colores complementarios o transmitidos del espectro visible.

2) Investigue y mencione por que la absorbancia es adimensional

3) ¿Qué otro método existe para llevar a cabo la determinación de una sustancia problema espectrofotométricamente? _____



INSTITUTO POLITÉCNICO NACIONAL
CENTRO DE ESTUDIOS CIENTÍFICOS Y TECNOLÓGICOS NO. 15
“DIÓDORO ANTÚNEZ ECHEGARAY “
ACADEMIA DE: TÉCNICO LABORATORISTA CLÍNICO
LABORATORIO DE: FUNDAMENTOS DE INSTRUMENTACIÓN Y SISTEMATIZACIÓN EN EL
LABORATORIO CLÍNICO



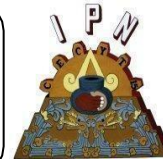
Clave: 3FP-MB895

Revisión: 21/8/2026

Fecha de emisión: AGOSTO 2026

4) Que longitud de onda abarca la luz ultravioleta y visible. _____

BIBLIOGRAFÍA.



Clave: 3FP-MB895

Revisión: 21/8/2026

Fecha de emisión: AGOSTO 2026

PRÁCTICA N° 8 (sesión 2)

MANEJO DEL ESPECTROFOTÓMETRO

Aprendizajes esperados. Usa responsablemente el Espectrofotómetro de luz visible y UV en el laboratorio clínico, empleando las Buenas Prácticas de Laboratorio.

INTRODUCCIÓN. La medida de la absorción o de la emisión de la radiación electromagnética al pasar a través de una sustancia, en función de su longitud de onda, para la cuantificación y la determinación de la naturaleza de una sustancia se conoce como *espectrofotometría*, y el *espectrofotómetro* es el aparato por medio del cual obtenemos esta medición.

La Ley de Beer Lambert, conocida también como ley de Beer o de Beer Lambert Bouger identifica la relación existente entre la concentración de la muestra y la intensidad de la luz transmitida a través de la misma.

La linealidad de la ley de Lambert – Bouger – Beer, se ve afectada si se presentan las siguientes condiciones:

1. Desviaciones en los coeficientes de absortividad, concentraciones mayores de 0.01M, debido a la interacción electrostática entre moléculas cercanas.
2. Cambios en el índice de refracción a altas concentraciones del analito.
3. Difusión de la luz debido a partículas en la muestra.
4. Florescencia o fosforescencia de la muestra.
5. Radiaciones no monocromáticas.

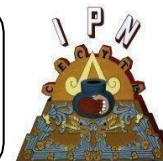
MATERIAL

- 12 tubos de ensaye de 13X100.
- Espectrofotómetro.
- Parafilm.
- 1 pipetas de 10 mL
- Gradilla.
- Vaso pp de 50 mL.
- 6 celdillas o cubetas.
- Papel higiénico.
- Calculadora.

- Regla.
- Papel milimétrico.

REACTIVOS

- Agua destilada.
- Solución problema.
- Diluciones seriadas de sulfato de cobre realizada en la práctica N°5, partiendo de solución stock al 20%



Clave: 3FP-MB895

Revisión: 21/8/2026

Fecha de emisión: AGOSTO 2026

Tarea académica: Realizar la cuantificación de una sustancia problema CuSO_4 , por el método gráfico y directo.

Producto: Realizar el método gráfico en papel milimétrico y método directo, así como el análisis de cada uno, comparando los resultados obtenidos.

DESARROLLO

I.- PREPARAR LA SERIE TIPO:

B.- De la solución preparada (Sulfato de Cobre CuSO_4 al 5.0 %) Realizar diluciones con factor de 2 con un volumen final de 5 mL

C.- Leer las absorbancias de cada tubo, así como la solución problema proporcionada aparte y en otro tubo, a una longitud de onda de 700 nm, ajustado a cero con agua destilada.

Tabla 2. Serie de diluciones de Sulfato de Cobre CuSO_4 .

TUBO	SOLUCIÓN CuSO_4 al 5.0%	AGUA DESTILADA	ABSORBANCIA	[CONC. g / mL]
0				
1				
2				
3				
4				
5				

1. Preparar una serie de diluciones con Sulfato de cobre al 5% de acuerdo a la tabla,
 2. Enumerar 5 tubos con marcador indeleble de 13X100mm.
 3. Marcar el tubo 0 como dilución 1:1, al tubo 2 como 1:2, así consecutivamente con un volumen final de 5 mL, y completar la tabla.
 4. Agregar a cada tubo como la cantidad de agua y sulfato de cobre
 5. Realice los cálculos matemáticos para determinar la concentración de cada tubo
- Posteriormente leer a 700 nm y ajustado a cero con agua destilada y realizar la curva de calibración Usar el tubo 1 como estándar.

FÓRMULA MÉTODO DIRECTO:

Concentración del problema = $\frac{\text{Absorbancia del problema}}{\text{Absorbancia del estándar}} \times \text{Concentración del estándar}$



ACTIVIDAD 2. LLENADO DEL CUESTIONARIO Y ENTREGA DEL INFORME.

Tarea académica: Completar el cuadro y realizar la grafica de la curva de calibración

Por medio de los libros realizar el cuestionario para dicha práctica y realizar el informe correspondiente.

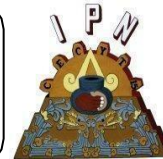
Producto: Cuestionario debidamente contestado, con sus conclusiones e informe completo, por parte del equipo con la bibliografía correspondiente.

CUESTIONARIO:

1. Indica por medio de un esquema la trayectoria de la luz en el Espectrofotómetro, así como sus componentes básicos
2. Qué tipo de luz utilizaste para trabajar en el laboratorio la serie tipo. _____
3. Escribe tres diferentes modelos de Espectrofotómetros.
4. Que longitud de onda abarca la luz ultravioleta y visible. _____

5.- ¿Por qué se usó el yubo número uno como estándar?

BIBLIOGRAFÍA.



PRACTICA N° 9

CONOCIMIENTO Y MANEJO DE LA CENTRÍFUGA.

Aprendizajes esperados. Emplea responsablemente la técnica del manejo de la centrífuga en el laboratorio clínico, empleando las Buenas Prácticas de Laboratorio.

INTRODUCCIÓN. La palabra centrífuga proviene de la palabra latina *Centrum* que significa *centro* y de la palabra *fugare* que significa *huir*. La centrífuga está diseñada para utilizar la fuerza centrífuga que se genera en los movimientos de rotación, con el fin de separar los elementos constituyentes de una mezcla. Existen una amplia diversidad de centrífugas para poder atender necesidades específicas de la industria y la investigación.

La centrífuga se ha diseñado para utilizar la fuerza centrífuga (F_c), fuerza que se genera cuando un objeto rota alrededor de un punto para separar sólidos suspendidos en un medio líquido por sedimentación o para separar líquidos de diversa densidad. Los movimientos rotacionales permiten generar fuerzas mucho más grandes que la gravedad, en períodos controlados de tiempo. En los laboratorios las centrífugas se utilizan, en general, en procesos como separación por sedimentación de los componentes sólidos de los líquidos biológicos y, en particular, en la separación de los componentes de la sangre: glóbulos rojos, glóbulos blancos, plasma y plaquetas, entre otros, y para la realización de múltiples pruebas y tratamientos.

Existen diversas clases de centrífugas, entre las que se menciona a continuación: Centrífuga de mesa, ultracentrífuga, centrífuga para hematocrito y la centrífuga de pies, que son las de más uso en los laboratorios de salud pública, de investigación y clínicos, entre otros.

La relación entre la aceleración centrífuga [$\omega^2 R$] a un radio dado [R], y la fuerza de gravedad [g] se conoce como *campo* o *fuerza relativa de centrifugación* (fuerza centrífuga relativa

$$RFC = \omega^2 R / g$$

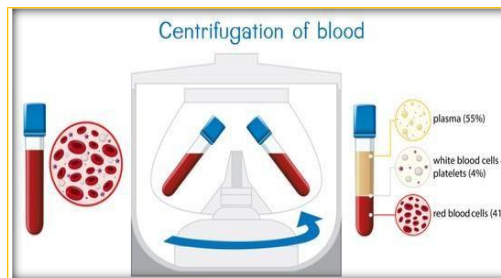
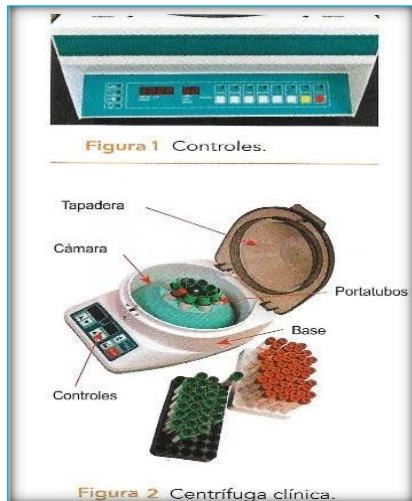
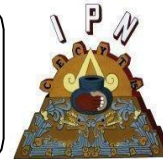


Fig. 3 Uso de la centrifuga clínica

Fig. 1 controles Fig. 2 centrifuga clínica

MATERIAL

- Centrifuga.
- Vaso pp de 100 mL.
- 4 tubos de ensaye de 13X100.
- 2 gradillas.
- Parafilm.
- Balanza granataria.

REACTIVOS

- Agua de la llave.
- Tierra
- Aceite de oliva u otro.
- Tubos con muestras biológicas

ACTIVIDAD 1. SEPARACIÓN DE MUESTRAS POR CENTRIFUGACIÓN

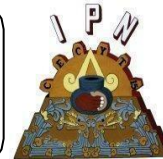
En equipos de trabajo colaborativo de base, propiciar valores (honestidad, responsabilidad, tolerancia y respeto), asignar roles de acuerdo a sus integrantes (Tiempo, Tarea, Aprendizaje, Asesoría, controlador de ruido).

Tarea académica: Llevar a cabo la separación de muestras biológicas proporcionada por el docente

Producto: Esquemas del desarrollo de esta práctica.

DESARROLLO (Para centrifuga Solbet)

➤ En dos tubos de ensaye, etiquetar cada uno como tubo 1 y 2, colocar a cada tubo la misma cantidad de tierra y agua, esto es al pesar cada uno con la ayuda de una balanza granataria hasta que cada uno tenga las 2/3 de su capacidad, mezclar los reactivos con la ayuda del Parafilm. Realizar el mismo procedimiento, pero ahora agregándole a cada tubo: Aceite, tierra y agua, mezclar de la misma manera que en caso anterior.



- Colocar las muestras dentro de cada camiseta, cerrar la tapa, conectar y encender la centrífuga por medio de la perilla.
- Girar la perilla de controlador de las revoluciones hasta llegar a 2800 rpm por medio de la observación de la escala en el tacómetro, permitir que se llegue a la velocidad y se calibre con la velocidad tangencial.
- Centrifugar durante 8 minutos, una vez transcurrido el tiempo, girar la perilla para reducir las revoluciones hasta el apagado de la centrífuga, esperar a que se detenga completamente.
- Levantar la tapa con cuidado y retirar los tubos.
- Desconectar la centrífuga.
- Observar y anotar los resultados.

ACTIVIDAD 2. LLENADO DEL CUESTIONARIO DEL MANUAL Y ENTREGA DEL INFORME.

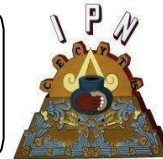
Tarea académica: Por medio de los libros realizar el cuestionario para dicha práctica y realizar el informe correspondiente.

Producto: Cuestionario debidamente contestado, con sus conclusiones e informe completo, por parte del equipo con la bibliografía correspondiente.

CUESTIONARIO

1. ¿Qué tipo de método lleva a cabo la centrífuga? _____
2. ¿Qué es el coeficiente de sedimentación y cuáles son sus unidades? _____
3. Menciona tres medidas de seguridad e higiene que debemos de tener en el manejo de la centrífuga. _____

BIBLIOGRAFÍA.



PRÁCTICA N° 10

M I C R O S C O P Í A (1 sesión)

Aprendizajes esperados. Aplica responsablemente la técnica del manejo del microscopio en el laboratorio clínico, empleando las Buenas Prácticas de Laboratorio.

INTRODUCCIÓN. Para la observación y el estudio de los objetos tan pequeños que no son visibles a simple vista, es necesario utilizar algún mecanismo que nos produzca imágenes amplificadas. El instrumento que nos permite obtener imágenes amplificadas de objetos muy pequeños es el microscopio.

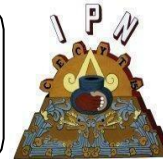
Los microscopios ópticos pueden ser simples (estereoscópicos o lupas) o compuestos (el microscopio común); se ha incluido en esta práctica las partes que lo componen para familiarizar al estudiante con su funcionamiento.

DESCRIPCIÓN DEL MICROSCOPIO

Los microscopios constan de las siguientes partes:

1. **Sistema óptico:** formado por los **objetivos**, que se hallan próximos al objeto a examinar, y los **oculares** que se encuentran próximos a los ojos del observador.
2. **Parte mecánica:** formada por el **pie** (soporte del microscopio), el **brazo**, la **platina** (placa horizontal que posee un orificio central), sobre la cual se coloca el preparado, el **tubo** sobre el que van montados el ocular en un extremo y el **revólver**, con los diferentes objetivos en el otro extremo. La platina puede subir o bajar mediante la acción de dos tornillos, uno **micrométrico** y otro **micrométrico**.
3. **Sistema de iluminación:** puede estar incluido en el mecánico o ser externo. En el microscopio óptico el sistema de iluminación está ubicado en la parte baja de la platina y consta de una **fuentes luminosa**, de un **diafragma** y de un **condensador**. El diafragma permite regular el diámetro del cono luminoso que penetra en el condensador; el cual a su vez hace converger sobre el preparado la luz.
Este microscopio está formado por tres tipos de lentes: el ocular, los objetivos que pueden ser de tres tipos llamados “seco fuerte”, “seco débil” e “inmersión” y el condensador. Los dos primeros intervienen en la amplificación de la imagen, mientras que el condensador forma parte del sistema de iluminación.

En el microscopio compuesto, la imagen producida por la primera lente o sistema de lentes (objetivo) es amplificada por la segunda lente o sistema de lentes (ocular). Dándonos así el **aumento total** (AT), el aumento total que se puede alcanzar con un



microscopio compuesto depende de la combinación de la lente y del objetivo que se utilice según la relación.

AT = Aumento del objetivo X Aumento del ocular.

Las características más importantes de un microscopio es su **poder de resolución**, o sea, la capacidad de distinguir dos objetos cercanos como entidades diferentes, así con el mismo *aumento total de objetos pueden estar no resueltos (a)*, parcialmente resueltos (b), o resueltos (c). (Fig. 2)



Fig. 2 Objetos no resuelto, parcialmente resueltos y resueltos.

Cada objetivo tiene grabada una inscripción como se muestra en la siguiente figura:

- 1.- Número de aumentos.
- 2.- Apertura numérica.
- 3.- Longitud del tubo.
- 4.- Grosor del cubreobjeto.
- 5.- Fuelle del objetivo.

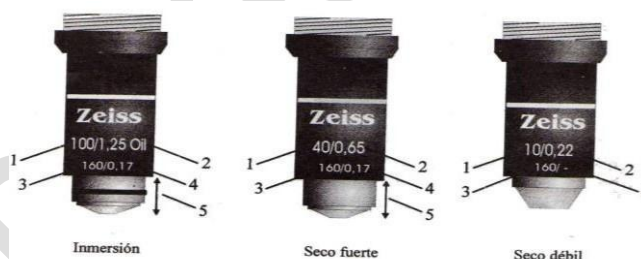


Fig. 4 Objetivos del microscopio

Es de importancia recalcar que la limpieza y cuidados que se den al microscopio dependerá el mantener a dicho instrumento en buenas condiciones de uso.

MATERIAL

- Microscopio
- Tela suave
- Hisopos con solución limpiadora
- Manual.
- Libros relacionados con la práctica.

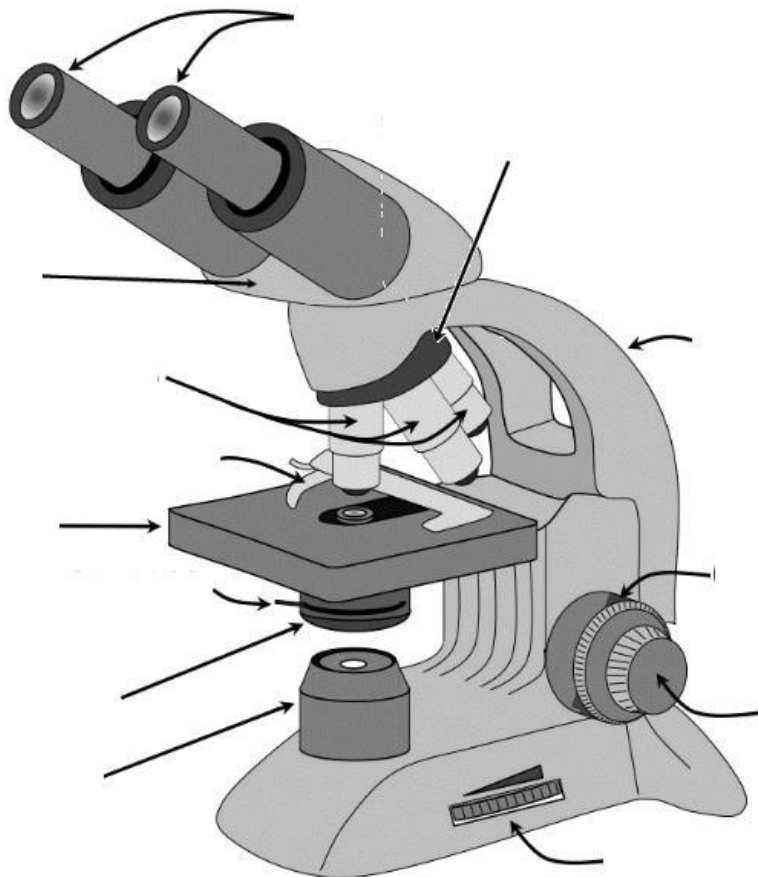


ACTIVIDAD 1. IDENTIFICAR LAS PARTES DEL MICROSCOPIO.

En equipos de trabajo colaborativo de base, propiciar valores (honestidad, responsabilidad, tolerancia y respeto. Identifique cada parte del microscopio

Tarea académica: Indicar cada una de las partes del microscopio en el esquema que se le presenta (Fig1)

Producto: Esquema del microscopio con las partes identificadas de forma individual.





ACTIVIDAD 2. EXPLICA LAS PARTES DEL MICROSCOPIO.

Tarea académica: Completar la tabla número 1 con la función de cada una de las partes del microscopio.

Producto: Cuadro completo

Tabla 1. Partes del microscopio.

MICROSCOPIO COMPUESTO		
PARTE		FUNCIÓN
ÓPTICO	Lámpara.	
	Filtro.	
	Condensador.	
	Objetivos.	
	Ocular.	
MECÁNICO	Diafragma de campo	
	Diafragma de condensador.	
	Tornillos micrométricos y macrométricos.	
	Platina.	
	Pie y brazo	
	Revólver.	
	Control de posicionamiento (x-y)	



ACTIVIDAD 3 OBTENER EL AUMENTO TOTAL QUE PRESENTA EL MICROSCOPIO COMPUESTO.

Tarea académica: Realizar los cálculos para obtener el aumento total (AT) que para cada objetivo: seco débil, seco fuerte y de inmersión.

Producto: Reporte de los cálculos en el manual.

CÁLCULOS DEL AT PARA CADA OBJETIVO

Seco débil:

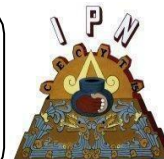
Seco fuerte.

Inmersión.

ACTIVIDAD 4. LLENADO DEL CUESTIONARIO DEL MANUAL Y REPORTE DE LA PRÁCTICA.

Tarea académica: Por medio de los libros realizar el cuestionario para dicha práctica y realizar el informe correspondiente.

Producto: Cuestionario debidamente contestado, con sus conclusiones e informe completo, por parte del equipo con la bibliografía correspondiente.



Clave: 3FP-MB895

Revisión: 21/8/2026

Fecha de emisión: AGOSTO 2026

CUESTIONARIO.

- 1) Menciona cómo debe de transportarse el microscopio.
- 2) ¿Cómo debe de limpiarse el soporte mecánico del microscopio?
- 3) ¿Cómo deben de limpiarse los objetivos?
- 4) Escribe los diferentes tipos de microscopios que existen.

CONCLUSIONES

BIBLIOGRAFÍA.



PRÁCTICA N° 10

M I C R O S C O P Í A (2 sesión)

Aprendizajes esperados. Aplica responsablemente la técnica del manejo del microscopio en el laboratorio clínico, empleando las Buenas Prácticas de Laboratorio.

INTRODUCCIÓN.

Para la observación y el estudio de los objetos tan pequeños que no son visibles a simple vista, es necesario usar algún artificio que nos produzca imágenes amplificadas. El instrumento que nos permite obtener imágenes amplificadas de objetos muy pequeños es el microscopio.

Desde el punto de vista óptico, se reconocen dos tipos de microscopios: el que solamente usa una sola lente llamada lupa que es el **microscopio simple** y el que usa por lo menos dos tipos de lentes, llamado **microscopio compuesto**, el en el cual la imagen producida por la primera lente o sistema de lentes (objetivo) es amplificada por la segunda lente o sistema de lentes (ocular). Dándonos así el **aumento total** (AT), el aumento total que se puede alcanzar con un microscopio compuesto depende de la combinación de la lente y del objetivo que se utilice según la relación.

Una de las características más atractivas de la microscopía óptica es la facilidad con la que se pueden preparar la mayoría de las muestras para su examen. En algunos casos, la preparación de las muestras no implica más que el montar una pequeña pieza de un espécimen en un líquido adecuado sobre un portaobjetos de vidrio y cubrirla con un cubreobjetos de vidrio.

La preparación se coloca entonces en la platina del microscopio y se examina a través del ocular o con una cámara. Sin embargo, para aprovechar al máximo el poder de resolución de la microscopía óptica, las muestras se preparan habitualmente de una forma que incrementa el contraste, es decir, diferencias en la opacidad o en el color de las estructuras que se examinan. Una forma habitual para incrementar el contraste es la aplicación de colorantes específicos que dan color o que alteran las propiedades de transmisión de la luz de los constituyentes celulares.



MANEJO DEL MICROSCOPIO OPTICO

Antes de comenzar a manipular el microscopio debes comprobar que éste se encuentra en una superficie lisa no deslizante y tú debes colocarte a una altura adecuada para la visualización.

El procedimiento a seguir es el siguiente:

- Coloca la preparación en la platina sujetándola con las pinzas.
- Ajusta la iluminación del condensador y el diafragma.
- Ajusta la distancia interpupilar regulando los tubos oculares; esto se consigue cuando se logra la fusión de las dos imágenes en un solo campo visual manteniendo los dos ojos abiertos.
- Coloca el objetivo de menor aumento (4X) y sube la platina cerca de este sin llegar a tocarlo (mirando directamente la preparación sin utilizar aún los oculares).
- Para enfocar la preparación debes ir bajando la platina con el macrométrico hasta visualizar la muestra
- Cuando esté bien enfocado cambia el objetivo del siguiente aumento sin mover el macrométrico. En este caso únicamente debes afinar el enfoque con el micrométrico
- Realiza la misma operación con el resto de objetivos. Cuando llegues al objetivo de inmersión (100X), debes colocar una gota de aceite de inmersión sobre la preparación de forma que quede centrada para incluir el objetivo en la misma



INSTITUTO POLITÉCNICO NACIONAL
CENTRO DE ESTUDIOS CIENTÍFICOS Y TECNOLÓGICOS NO. 15
“DIÓDORO ANTÚNEZ ECHEGARAY “
ACADEMIA DE: TÉCNICO LABORATORISTA CLÍNICO
LABORATORIO DE: FUNDAMENTOS DE INSTRUMENTACIÓN Y SISTEMATIZACIÓN EN EL
LABORATORIO CLÍNICO



Clave: 3FP-MB895

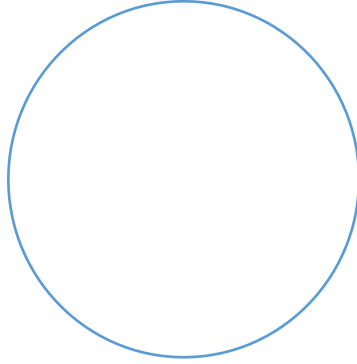
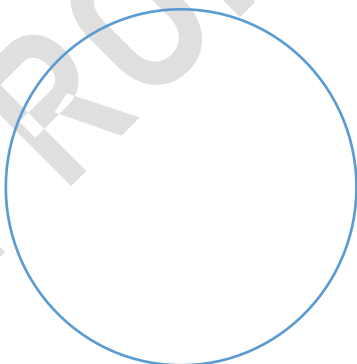
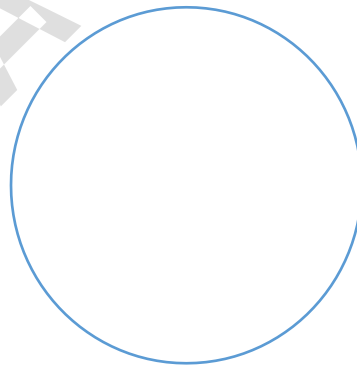
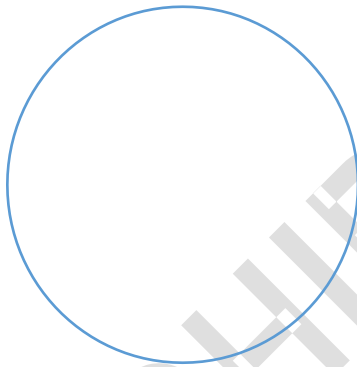
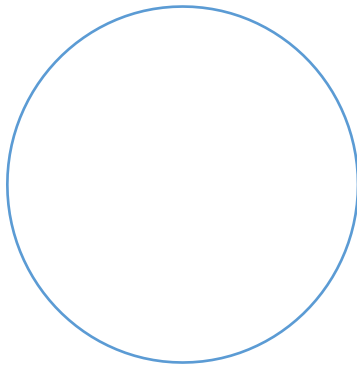
Revisión: 21/8/2026

Fecha de emisión: AGOSTO 2026

Actividad 1 OBSERVAR MUESTRAS BIOLÓGICAS CON EL USO DEL MICROSCOPIO OPTICO.

Tarea académica: Realizar observaciones de muestras biológicas proporcionadas por el docente.

Producto: Dibuja lo que observaste con los diferentes aumentos.





CUESTIONARIO.

1) En la microscopia nos podemos encontrar con dos aberraciones ¿Cuáles son?:

2) ¿A qué aumento debe de observarse una preparación en fresco?

3) ¿Qué dimensiones debe de contar una preparación para su observación en el microscopio?

4) ¿Mencione que cuidados debe de tener el microscopio durante su uso?

CONCLUSIONES

BIBLIOGRAFÍA.



PRÁCTICA N° 11 AUTOMATIZACIÓN Y SISTEMATIZACIÓN EN EL LABORATORIO CLÍNICO

Aprendizajes esperados. Analiza el funcionamiento de los equipos empleados en el laboratorio clínico

INTRODUCCIÓN. La automatización en el laboratorio clínico se refiere a los procesos analíticos que son realizados por equipos, con la menor participación posible del ser humano. Muchas tecnologías desarrolladas en los últimos 30 años del siglo XX tuvieron como resultado la aparición de una generación de sistemas analíticos en los cuales el instrumento, su funcionamiento y los reactivos constituyen una unidad funcional. Las operaciones realizadas por los analistas pasaron a ser ejecutadas por el sistema

ANALIZADORES QUÍMICOS

La historia de la automatización en los laboratorios comenzó en los primeros años de la década del 50 del siglo XX, cuando Leonard Skeggs, bioquímico de la Western Reserve University en Cleveland, Ohio, se dio a la tarea de encontrar una solución al aumento en la carga de trabajo, unida a la escasez de personal calificado, que tuvo que enfrentar los laboratorios. Las causas de tal aumento fueron las siguientes:

1. Aumento de la población después de la II Guerra Mundial.
2. Nuevas tecnologías de la era espacial.
3. Expansión de los programas de construcción de hospitales de gran tamaño: con más de 1 000 camas.
4. Disposición de un mayor número de pruebas diagnósticas.

Después de algunos años de intenso trabajo, Skeggs logró alcanzar la meta que se había propuesto y presentó su protocolo a varias compañías. La producción comenzó en el año 1954. Había surgido el primer analizador y tenía el mérito de ser un producto de origen químico-clínico, no había sido tomado de ninguna otra disciplina. Sin estos equipos no hubiera sido posible, ni imaginarse siquiera enfrentar la carga de trabajo de los laboratorios actuales, obligados a prestar servicio en hospitales de 1 000 camas o más y a atender también a los pacientes ambulatorios de territorios extensos.



Los primeros analizadores que aparecieron en el mercado fueron los de flujo continuo. Estos se mantuvieron durante muchos años como únicos representantes de los nacientes analizadores y ayudaron a resolver, en parte, los problemas originados por el exceso de trabajo. En este tipo de analizador, las muestras se desplazaban una detrás de la otra, separadas por burbujas de aire en el interior de pequeñas mangueras flexibles (± 3 mm de diámetro). Durante su recorrido, las proteínas presentes se eliminaban (diálisis) y también era posible la incubación, al pasar las mangueras por baño de María con la temperatura requerida. Los analizadores continuos alcanzaron una gran capacidad de procesamiento de muestras (750 muestras/h) y eran capaces de realizarle a cada muestra más de 15 determinaciones.

ANALIZADORES HEMATOLÓGICOS

Los avances mencionados se aplican también a los analizadores o complejos hematológicos, los cuales se diferencian de los químicos por la singularidad de algunas técnicas hematológicas. Los primeros equipos que aparecieron en el mercado hacen más de 4 décadas, solo eran capaces de realizar recuentos celulares (eritrocitos y leucocitos). Para ello utilizaban un principio descubierto por la firma norteamericana Coulter (apertura-impedancia), en el que se basó toda una generación de estos analizadores. Durante años, los principios utilizados se fueron perfeccionando para sumar a la etapa de los recuentos globales, la de la identificación de los tipos celulares o recuentos diferenciales.

AUTOMATIZACIÓN EN HEMOSTASIA

En la década del 60 del siglo XX, los análisis para el estudio de la coagulación se encontraban limitados a la observación visual de la formación del coágulo o a su disolución, con el uso de pruebas como: el tiempo de sangrado, el tiempo de coagulación, el tiempo de protrombina, el tiempo parcial de tromboplastina (activado con caolín) y el tiempo de trombina. En los años 70 del mismo siglo, la automatización de las llamadas pruebas de coagulación fue impulsada, entre otras razones, por la necesidad de estudiar, de forma masiva, aquellos pacientes sometidos a terapia anticoagulante (warfarina, heparina) y de estudiar las alteraciones de la coagulación que acompañan a múltiples enfermedades humanas.



Clave: 3FP-MB895

Revisión: 21/8/2026

Fecha de emisión: AGOSTO 2026

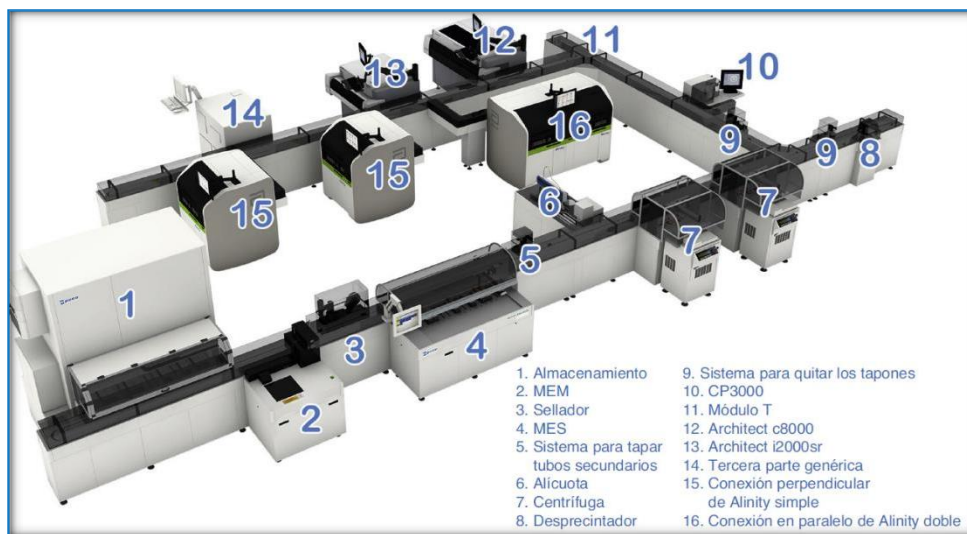


Fig. 1 Automatización total del laboratorio (ATL) de Abbott Diagnostics

ACTIVIDAD 2

Mediante una liga de internet, observar el video relacionado al tema.

Pasteur, únicos con sistema robótico de Automatización Total de Laboratorio

<https://youtu.be/XSjhEkQcZ2E?si=tq710ODIIEZyAkK>



RESULTADOS

Identificar el tipo de equipo automatización y sistematización que cuenta en cada laboratorio de la carrera del TLC, si es cerrado o abierto.

PRODUCTO

Esquemas del equipo



CUESTIONARIO.

- 1) ¿Qué factores actuales impulsan a la automatización en los laboratorios Clínicos?
- 2) A través de un cuadro, enliste las fases preanalíticas y postanalíticas en la automatización

CONCLUSIONES

BIBLIOGRAFÍA.