

CURSO 1982-83

1ª sesión

1. Introducción al microscopio óptico y nociones sobre el microscopio electrónico.
2. Métodos de observación de microorganismos.

2ª sesión

3. Estudio de las células sanguíneas.
4. Grupos sanguíneos.

3ª sesión

5. Introducción a las prácticas de bioquímica.
6. Identificación de principios inmediatos y algunos de sus compuestos.

4ª sesión

7. Disección

5ª sesión

8. Reconocimiento de vegetales.

NORMAS PARA LA REALIZACION DE LAS PRACTICAS

- Cada alumno tendrá un cuaderno de prácticas en el que irá anotando las observaciones, los esquemas, los resultados y su interpretación, de cada práctica.
- Todas las observaciones sobre una práctica han de realizarse durante las horas de duración de la misma.
- Al comienzo de cada práctica se entregará a los alumnos un guión detallado de las instrucciones para realizar los experimentos. Es imprescindible leer detalladamente el guión pues la mayor parte de las preguntas que pueda ponerse el alumno están explicitadas en el mismo. De todas modos, el profesor introducirá la práctica con una breve explicación oral sobre el objetivo y las manipulaciones de la misma y estará a la disposición de los alumnos para cualquier consulta durante su realización.
- Es aconsejable la utilización de una bata de laboratorio para evitar que los colorantes, ácidos, etc. puedan estropear la ropa.
- Cada alumno se responsabilizará de dejar su lugar de trabajo y material perfectamente limpios y en condiciones de que otro grupo de prácticas pueda iniciar el trabajo con el mismo material.
- Las prácticas se sellarán por el profesor al finalizar cada una de ellas, tras comprobar en la taquilla del alumno que todo el material está en perfecto estado y orden.

- 2
- Al final del ciclo de prácticas los alumnos deberán entregar los cuadernos con las observaciones realizadas, con el fin de poder puntuar el trabajo.
 - Si se rompe o estropea cualquier objeto, se advertirá al profesor de prácticas, el cual procederá a su reposición en la medida de lo posible.

NORMAS PARA LAS PRACTICAS DE MICROSCOPIA.

- Los porta y cubreobjetos se lavarán y desengrasarán perfectamente al acabar de utilizarlos y se dejarán sumergidos en alcohol-eter.
- Todo el material inservible (papel de filtro, palillos, etc.) se tirará a la basura al finalizar la práctica.
- Cada vez que se utilice aceite de inmersión se limpiará bien el objetivo con una gamuza suave empapada en xileno.
- Los microscopios deberán dejarse apagados, con los objetivos no encajados, la paltina bajada a tope y cubierto con sus fundas de plástico.
- Si se funde una bombilla del microscopio habrá que comunicarlo al profesor con el fin de que pueda reponerla.

NORMAS PARA LAS PRACTICAS DE BIOQUIMICA

- No hay que pipetear nunca directamente con la boca ácidos o bases fuertes. Evitar asimismo todo contacto de la piel con ellos.
- En presencia de disolventes orgánicos tales como acetona, etanol, etc. está prohibido fumar o tener fuego encendido.
- Si se vierten en el fregadero ácidos o bases es imprescindible dejar correr el agua del grifo abundantemente con objeto de que se diluyan al máximo y no perjudiquen las cañerías.
- Es importante incluir en cada experimento la prueba en blanco, aunque no esté descrita en el guión.
- Al final de cada práctica en que se haya utilizado el gas, no hay que olvidarse de cerrar todas las espitas y llaves de paso.

1ª sesión

INTRODUCCION AL MICROSCOPIO OPTICO Y NOCIONES SOBRE EL MICROSCOPIO ELECTRONICO.

OBJETIVO DE LA PRACTICA

- Intentar familiarizar al alumno con el manejo del MO. el alumno deberá intentar enfocar correctamente las preparaciones utilizando todos los objetivos de que disponga e intentando hacer esquemas de aquello que ve.
- Hallar todas las analogías y diferencias entre el MO y ME.

INTRODUCCION

2, a: Microscopio Optico.

Veamos primeramente y con detalle de los elementos de que consta:

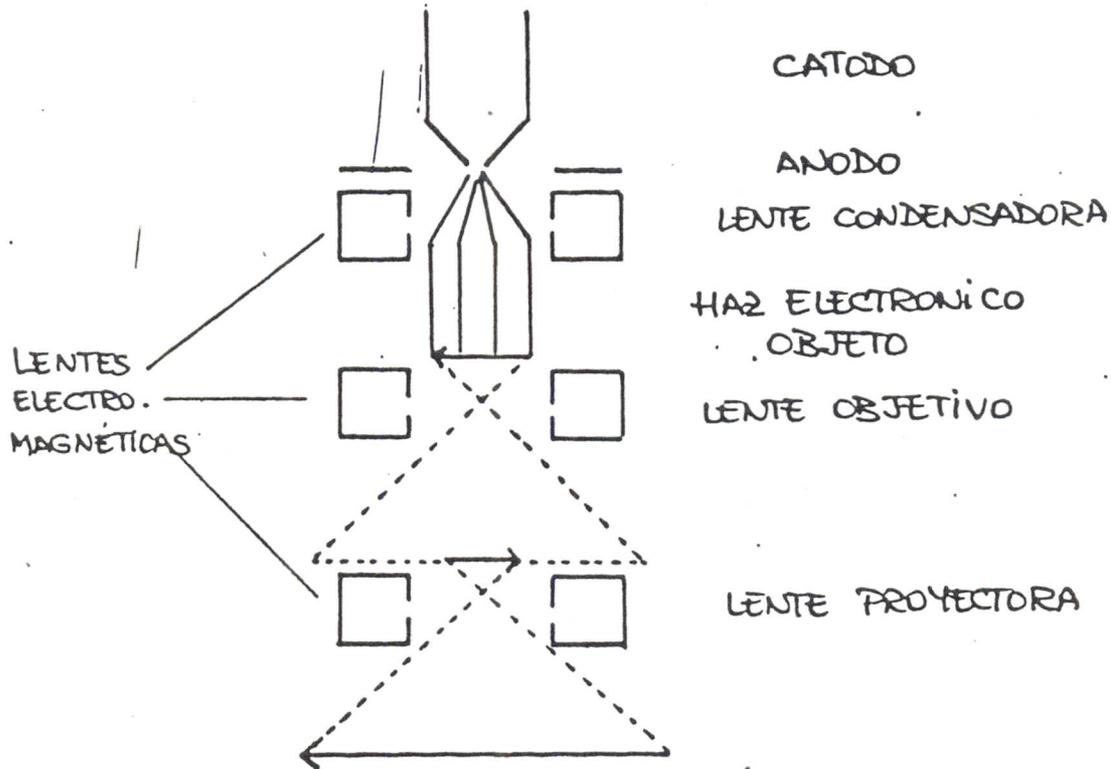
1. OCULAR, enchufado en forma suelta en el extremo superior del tubo. (La señal grabada)por ej 12,5 x) indica el aumento individual del ocular, dicha cifra multiplicada por el coeficiente de aumento del objetivo proporciona el aumento total del microscopio.
2. TUBO, vease fig.
3. REVOLVER, cambiador de objetivos.
4. OBJETIVOS, suelen estar en nº de cuatro sus aumentos varían desde 3,5 x (panoramica) a 100 x (o de inmersión) este último tiene gran utilidad porque el medio que separa la lente del preparado (agua, aceite de cedro), tiene un índice de refracción superior al del aire y permite aprovechar mayor nº de rayos refractados por el preparado.
5. PLATINA, lugar donde se coloca el portaobjetos con la preparación que se haya de estudiar. Existen sobre ella unas pinzas para fijar el porta.
6. TORNILLOS, MACROMETRICO Y MICROMETRICO, se utilizan para enfocar la preparación.
7. DIAFRAGMA, nos contrasta la preparación.
8. CONDENSADOR, como la palabra nos indica nos condensa la luz sobre la preparación. La posición adecuada suele ser subiéndolo casi a tope.
9. PIE, con lámpara incorporada de bajo voltaje, también en microscopios mas sencillos existe un espejo móvil que se orienta hacia la luz, hasta conseguir que la preparación quede iluminada.

2 b): Microscopio Electrónico:

El primer ME fue fabricado en Alemania en el año 1931 y hasta nuestro días se ha ido perfeccionando. Hubieron de llegar los años 50 para que fuera posible la observación de cortes de tejido (animal o vegetal) con este instrumento, ya que estos requerían un tratamiento especial y distinto al que comunmente se usa en microscopía óptica.

El IE consiste esencialmente en un haz de electrones que atraviesa un corte histológico e incide sobre una placa fotográfica obteniéndose una imagen denominada microfotografía electrónica. El estudiante utilizará dichas fotografías intentando discernir los distintos componentes de la célula que haya preparado.

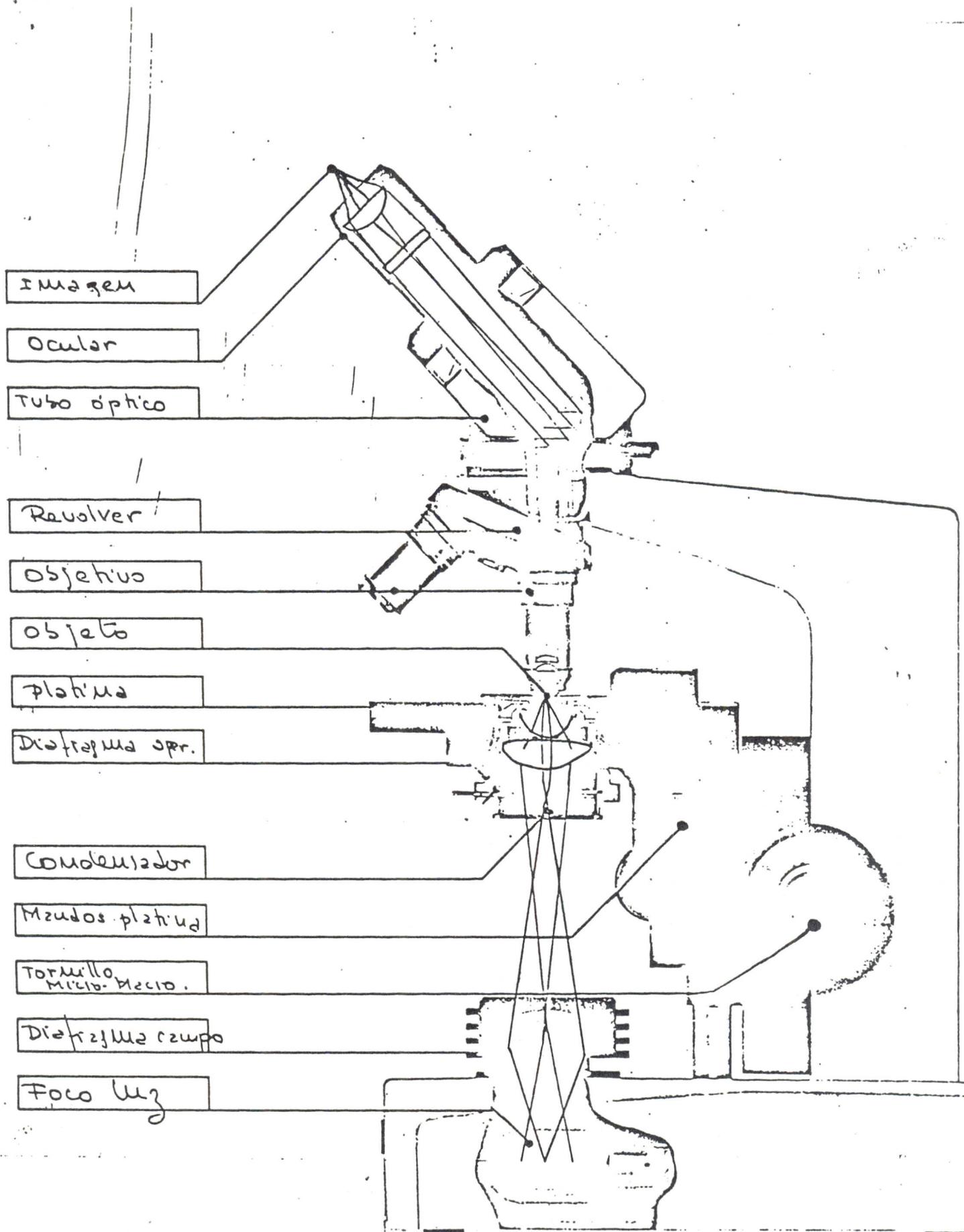
Dicho en términos sencillos, al MO observamos los tejidos y las células (su forma, tamaño, etc), pero solo observaremos la ultraestructura celular (membranas, mitocondrias, lisosomas etc) al IE. Veamos un sencillo esquema del ME:



En el IE el trayecto de los electrones está influido por los campos magnéticos, de modo análogo a como la luz está influida por las lentes de vidrio en el MO. Todo el instrumento es en esencia un tubo de rayos catódicos en el cual debe mantenerse el vacío por aspiración continua, porque los electrones solo pueden viajar distancias muy cortas en el aire. Desde el cátodo calentado eléctricamente (es un filamento de tungsteno en forma de V) se emiten electrones que son atraídos por el ánodo; éste tiene una abertura por donde pasa el haz de electrones que luego es enfocado por la lente condensadora (un campo magnético) y dirigido hacia el objeto, que para nuestros fines suele ser una rebanada extraordinariamente delgada del tejido (previa preparación). Cuando los electrones atraviesan el corte, parte de ellos se dispersan y se suprimen; los restantes son enfocados por la lente objetiva para obtener una imagen agrandada. La ampliación final se consigue gracias a una o dos lentes magnéticas que proyecten finalmente la imagen sobre una pantalla fluorescente o bien sobre una placa fotográfica.

- Poder de resolución - Apertura Numérica -

$$\text{Poder resolución} = \frac{\text{apertura numérica}}{\text{long. onda}} = \frac{M. \text{ sen } \alpha}{\text{long. onda}}$$



Marcha de los rayos luminosos en el microscopio compuesto.

3.- MATERIAL

- Microscopio óptico
- Portaobjeto con una gota de agua de charcas
- Preparación histológica
- Dispositivas ilustrativas del tema

4.- METODOS

Veamos que instrucciones se han de seguir para el correcto uso del M.O.

- para enfocar una preparación, es necesario tener en cuenta lo siguiente: hacerlo siempre con el objetivo de menor aumento, para pasar luego a los de aumento inmediatamente superior.
- acercar el objetivo a la preparación, observando este movimiento lateralmente. Después, mirando a través del ocular, ir moviendo lentamente el tornillo macrométrico, de forma que el objetivo y la preparación se vayan alejando. Una vez conseguido el enfoque, afinar con el micrométrico.
- algunos microscopios como el que nos ocupa solo existe un solo tornillo que hace las funciones de macro y micrométrico. Moviendo dicho tornillo rápidamente, hará de macro, lentamente hacia delante y hacia atrás hará de micro.
- tomar precauciones para no ensuciar el cristal del objetivo con los líquidos del preparado.
- limpiar oculares y objetivos una vez utilizados. Con algodón y eter.
- no dejar ningún objetivo encajado en el revólver portaobjetivos.
- separar la platina del tubo del microscopio
- tapar con la funda y no olvidar apagar la luz

DIFERENCIAS ENTRE TEJIDOS VEGETALES Y ANIMAL

1.- OBJETIVO DE LA PRACTICA

- Diferenciar ayudandose de esquemas los dos tipos de tejido.
- En células vegetales es interesante observar: la pared celular, las vacuolas, el núcleo y su situación, en Elodea los cloroplastos y su núcleo.
- En célula animal hacer un esquema señalando los orgánulos que se han teñido selectivamente.
- Las preparaciones de cortes vegetales que les presente el profesor serán usados como patrón, anotando todas las incidencias y novedades, tipo de tinción etc.
- Las diapositivas de ME nos darán una idea muy acertada de las diferencias citológicas de ambas células.

2.- INTRODUCCION

En prácticas posteriores podremos trabajar con las técnicas que más comunmente se emplean en un laboratorio de histología; pero ahora emplearemos el tejido vegetal el cual es interesante de observar ya que podemos hacer un estudio comparado de ambos tipos de células acentuando todo tipo de diferencias entre ellas con la simple visualización del microscopio. No vamos hacer aquí un resumen de ambos tejidos pues ello ya se estudia con detenimiento en las clases teóricas, así es que el alumno ayudado de la observación y de la teoría adquirida podrá formar su propio modelo.

3.- MATERIALES

- Bulbo de cebolla
- Elodea (*Anacharis canadiensis*), fanerógama acuática común.
- Preparaciones (hechas por el profesor) de cortes de flor u hoja.
- Azul de metileno al 0,5 %.
- Cl Na concentrado ←
- Objetos de uso como portas, palillos, cubres, navaja..etc.,

4.- METODO

Modo de realizar la práctica: Célula vegetal, con la navaja se arranca una pequeña porción de la epidermis de la parte cóncava de las hojas transformadas que constituyen el bulbo de cebolla. Se coloca la estria en el porta procurando poner antes una gota de agua. Tapar con el cubre evitando las burbujas de aire. Con las hojas de Elodea, hacer también una preparación como en este caso.

Célula animal,. Se coloca una gota de agua en un porta-objeto limpio. Con el extremo de un palillo previamente mojado en alcohol, se frota ligeramente la cara interna de la mejilla. El material así obtenido, se mezcla con un cuidadoso movimiento de rotación con la gota de agua, hasta formar un todo homogéneo. Cubrir la preparación y observar a diafragma cerrado. Añadir una gota de azul de metileno al 0,5% al borde del cubre y volver a observar al cabo de unos minutos.

METODOS DE OBSERVACION DE MICROORGANISMOS

1.- Objetivo de la práctica.

1.1. Tinción simple.

1.2. Tinción diferencial.

1.3. Tinción de esporas bacterianas.

2.- Introducción.

Por lo general, los microorganismos aparecen bajo el microscopio sin un color determinado y por ello es también difícil apreciar su forma al utilizar microscopios convencionales. Por esta razón, en microbiología se utilizan las tinciones para contrastar las células frente al medio y hacer así bien visible la forma y el tamaño del microorganismo.

La tinción simple más corriente es la tinción con azul de metileno. En las tinciones simples se trata sencillamente de contrastar el soma del microorganismo con un colorante capaz de penetrar en sus estructuras celulares. Por este método puede obtenerse información de la forma, tamaño y modo de agrupación (en su caso) de un microorganismo determinado.

La tinción diferencial más importante es la tinción de Gram. Las tinciones diferenciales permiten establecer ciertos criterios de clasificación dentro del conjunto de microorganismos. Concretamente, los microorganismos sometidos a la tinción de Gram pueden presentar al microscopio dos coloraciones distintas, permitiendo su diferenciación en microorganismos grampositivos (coloración azul) y microorganismos gramnegativos (coloración roja).

Además ciertas estructuras propias de los microorganismos que no son observables por las técnicas anteriores, pueden ponerse de manifiesto mediante tinciones específicas. Un ejemplo de ello en esta práctica será la tinción de esporas.

3. Material

Microscopio	Alcohol etílico
Cubreobjetos	Cubetas de tinción
Portaobjetos	Frascos lavadores
Portaobjetos excavados	Pinzas de madera
Aceite de inmersión	.
Solución de Azul de metileno (AB) de Loeffler	A. Azul de metileno 1% en EtOH B. KOH 0,01% (mezclar a partes iguales)
Solución de Cristal Violeta (AB)	A. Cristal Violeta 10% en EtOH B. Oxalato amónico 10% (mezclar 5A + 2B)
Solución de lugol	IK 0,66% y I ₂ 0,33% (Disolver en primer lugar IK)
Solución de Safranina	Safranina 2,5% en EtOH)diluir 1:10 en agua)
Solución de safranina acuosa	Safranina 0,25% en agua
Solución de Verde de Malaquita	Verde de malaquita 7,6% en agua (solución saturada)

4. MÉTODOS

4.1. Tinción simple con azul de metileno.

- Preparar un frotis y fijarlo a la llama suavemente (el portaobjetos nunca debe quemar al colocarlo sobre el dorso de la mano).
- Tener durante 30 seg. con azul de metileno.
- Lavar con agua del grifo
- Secar suavemente a la llama y observar.

4.2. Tinción de Gram.

- Preparar un frotis y fijarlo
- Tener con cristal violeta durante 1 min.
- Lavar con agua del grifo.
- cubrir con lugol por 1 min.
- Lavar con agua del grifo.
- Aplicar alcohol etílico hasta eliminar al máximo el colorante en exceso.
- Teñir con safranina durante ^{2 min} ~~4 seg~~
- Lavar con agua, secar suavemente a la llama y observar.

4.2. Tinción de esporas (opcional)

- Preparar un frotis y fijarlo suavemente a la llama
- Cubrir el frotis con verde de malaquita y mantener el portaobjetos sobre la llama por 10 min, durante los cuales es preciso adicionar más colorante a medida que va evaporándose.
- Lavar con agua del grifo
- Teñir con safranina acuosa durante 1 min.
- Lavar con agua del grifo, secar y observar al microscopio con el objetivo de inmersión.

ESTUDIO DE LAS CELULAS SANGUINEAS1.- OBJETIVO DE LA PRACTICA

- Observación al microscopio de las distintas células de la sangre, intentando identificarlas, para ello el alumno debera hacer dibujos de dichas células (en color a ser posible) e intentar encuadrarlas en el grupo a que pertenecen.
- Familiarizarnos más si cabe con el objetivo de inmersión, pues sera el más usado para realizar los esquemas.
- Observar las diferencias entre ambos frotis humano y animal. Anotar a base de esquemas semejanzas y diferencias entre las células de ambos.

2.- INTRODUCCION.

Las células hemáticas representan una categoría de células libres de tejido conectivo; son libres en el sentido de que en condiciones normales, no estan unidas entre si con otra clase de células y no se sostienen en posición mediante substancia intercelular, como la mayor parte de las células del tejido conectivo. Se forman en los tejidos hematopoyéticos (medula osea), cuando entran en el torrente circulatorio quedan suspendidas en el plasma sanguíneo, que es la porción líquida de la sangre, y son transportadas por el mismo. Son de dos tipos rojas y blancas. Aunque los glóbulos rojos recientemente aislados vistos con el microscopio son de color pajizo, el gran número de ellos en la sangre la hacen roja. Se denominan a menudo eritrocitos (eritros = rojos). Las células blancas se dominan leucocitos (leucos= blancos) aún cuando los recién obtenidos son incoloros; cuando están agrupados son blancos.

Los eritrocitos ejecutan su función en la sangre, en tanto que la mayor parte de los leucocitos lo hacen solo cuando la dejan para entrar en el tejido conectivo laxo u otros tejidos del cuerpo. Así los leucocitos en el sentido de que usan la sangre como medio de transporte, desde el momento en que entran en el torrente circulatorio hasta que lo dejan para efectuar su tarea. Por lo tanto, consideramos el estudio de los leucocitos como una continuación del estudio de las células de tejido conectivo laxo. Además, como intervienen en las reacciones inmunológicas, esto nos permite seguir con el tópicó.

En la sangre existen de 500 a 1000 veces más eritrocitos que leucocitos. En promedio, cinco millones por milímetro cúbico. La forma normal de eritrocito humano es la de un disco bicóncavo, en el reino animal hay ejemplos de otras formas otra característica es la ausencia del núcleo en Mamíferos, mientras que otros grupos de animales aún los conservan. Los leucocitos se estudian, en frotis de sangre teñidos con la técnica de Romanovsky 1891, en la cual se emplean como colorantes una mezcla de eosina y azul de metileno (ej. sol Giemsa) una vez teñidos los podemos distinguir en dos grupos: (leucocitos granulosos (con gránulos teñidos en el

citoplasma y núcleo irregular) y leucocitos agranulosos (citoplasma libre de gránulos y núcleo grande y regular) el primer grupo tiene tres tipos de leucocitos que denominamos según la afinidad por el colorante y son: neutrófilos o leucocitos polimorfos nucleados, eosinófilos y basófilos y los del segundo grupo linfocitos (núcleo redondeado poco citoplasma). Otro componente de la sangre con las plaquetas que no son células, sino fragmentos ovoideos pequeños de citoplasma que se desprende de unas células muy grandes (megacariocitos) que provienen de la médula ósea, de manera que cada plaqueta está recubierta con membrana celular pero sin componentes nucleares, su función es la de producir un tampón plaquetario en el caso de una herida cortante, aglutinándose en el frotis es muy raro encontrarlas aisladas se tiñen de color azul pálido ya que está constituida por una sustancia básica.

3. Material

- Sangre humana y sangre de reptil o ave
- Portaobjetos limpios y sumergidos en alcohol-éter (1:1)
- Cubreobjetos
- Lanceta
- Solución Giemsa
- Metanol
- Alcohol de 96° y de 100°
- Agua destilada
- Xilol
- DPX o bálsamo de Canadá
- Cartulina negra

4. Método

1. Extracción de sangre

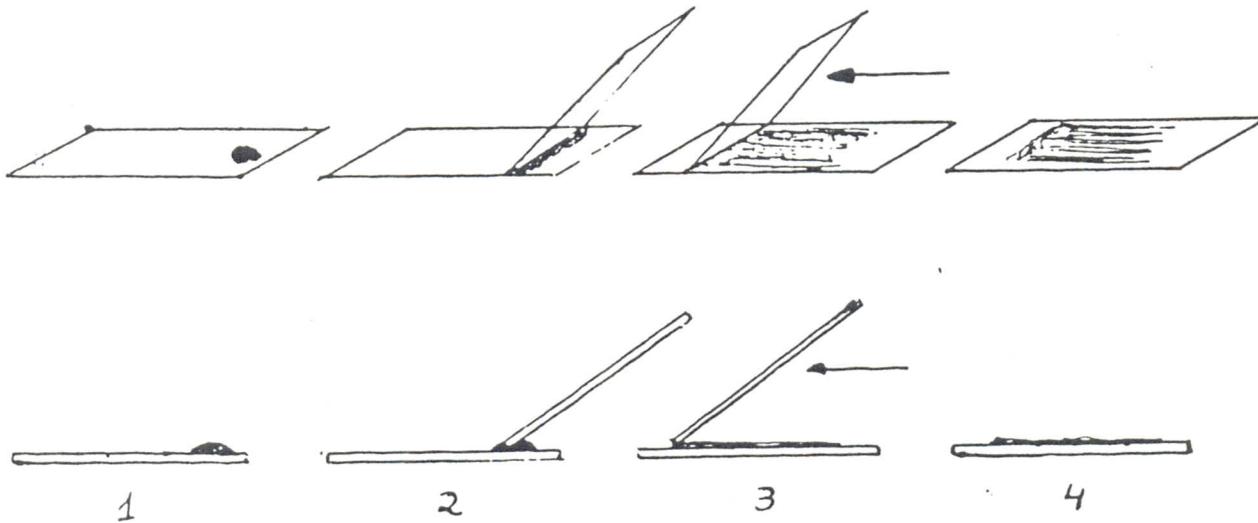
Desinfectar la yema del dedo anular izquierdo con alcohol. Apoyar la punta de la lanceta estéril sobre la yema. Clavarla con decisión, de un solo movimiento y retirarla. Presionar el dedo pinchado para que broten unas gotas.

Colocar una gota sobre cada porta, cerca de un extremo. Sin dejar coagular, hacer el frotis.

2. Frotis (ver esquema página siguiente)

Se coloca sobre la gota otro porta o un cubreobjetos en ángulo de 45°. La sangre se extenderá por la arista del segundo porta o cubreobjetos. Moviendo el portaobjetos (o el cubre) paralelamente al primer portaobjetos hacia adelante (UNA SOLA VEZ) se ex-

tiende la sangre en una capa fina obteniéndose así el frotis.



3. Tinción: Una vez realizado el frotis:

- a. Dejar secar completamente
- b. Fijar con metanol (5 mm) procurando que el metanol cubra totalmente, durante todo el tiempo, la preparación
- NOTA: NO VERTER NUNCA LOS LÍQUIDOS DIRECTAMENTE SOBRE EL FROTIS!
- c. Decantar el metanol
- d. Hidratar mediante 2 ó 3 baños sucesivos en alcohol absoluto hasta que ya no aparezca emulsión. Tiempo total en alcohol absoluto: 1 mn.
- e. Hidratar por el mismo procedimiento en alcohol 96
- f. Decantar
- g. Lavar inmediatamente con HoH destilada (varios baños hasta que ya no aparezca emulsión) aproximadamente 2 minutos
- h. Lavado final
- i. Decantar
- j. Teñir cubriendo con Giemsa 15%, 3 minutos
- k. Eliminar el Giemsa con HoH destilada
- l. Decantar el agua
- m. Pasar inmediatamente a la deshidratación con alcohol 96 mediante baños muy rápidos para que no se disuelva todo el colorante. Tiempo total: 30 segundos.
- n. Deshidratar en alcohol 100 con el mismo procedimiento (1 mn).
- o. Acabar la deshidratación con xilol (1 mn). Si aparece una nube blanca, decantar y volver al punto n (la deshidratación ha sido completa).
- p. Decantar el xilol.

q. Dejar secar y observar a 1000 X con el objetivo de inmersión.

3. Tinción: Una vez realizado el frotis (Método de Papenheim):

a. Preparar un frotis tal como se ha descrito en el apartado 4.

b. Una vez seco, cubrir totalmente la preparación con la disolución fijadora de May-Grünwald durante 2 min.

c. Sin decantar dicha disolución, añadir agua destilada hasta diluirla aproximadamente a la mitad sobre el mismo portaobjetos. Para homogenizar la mezcla es muy útil soplar suavemente sobre la preparación, procurando no verter líquido. Dejar en reposo durante 1 min.

d. Decantar el portaobjetos y cubrir totalmente con una disolución Giemsa preparada en ese momento (1 gota de disolución Giemsa al 15% en 1 ml de tampón fosfato 0,1M pH 7,2) y dejar en reposo durante 20 min.

e. Decantar el portaobjetos, lavar suavemente con agua y dejar secar.

f. Observar a 1000 X con el objetivo de inmersión.

5. OBSERVACION

Observar y distinguir eritrocitos de leucocitos. Describir formas, tamaños, coloraciones, núcleos, etc. Distinguir distintos tipos de leucocitos que se pueden identificar por el tipo de núcleo y las granulaciones del citoplasma. El cuadro adjunto puede ser indicativo de lo que se va a observar, aunque en algunos casos la morfología nuclear y la coloración no sean tan estrictas.

GRANULOSOS

AGRANULOSOS

NEUTROFILOS

BASOFILOS

EOSINOFILOS

LINFOCITOS

MONOCITOS

TAMAÑO

MAYOR QUE
LOS HEMATIES

IDEM

IDEM

LOS MAS
PEQUEÑOS

GRANDES

NUCLEO

BANDAS C
HORSARIADO
AZUL - OSCURO

IDEM
BILOBULADO
AZUL - PALIDO

IDEM
BILOBULADO
AZUL PALIDO

REDONDEADO
AZUL INTENSO

ARRIÑONADO
VIOLETA-AZUL

CITOPLASMA

GRANULOS
FINOS
COLOR ROSADO

GRANULOS
AZUL
INTENSO

GRANULOS
GRUESOS
PARDO ROJIZO

ESCASO
APENAS GRANULOS
AZUL CLARO

ABUNDANTE
SIN GRANULOS
GRIS-AZULADO

MISION

66 FAGOCITISIS

0,5
IDEM

1,5
IDEM

PRODUCCION
DE
ANTICUERPOS

FAGOCITOSIS

%

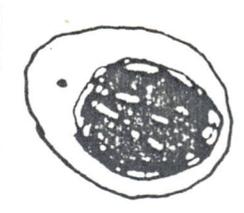
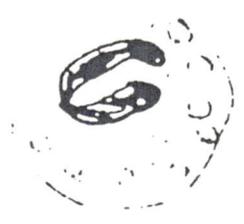
66

0,5

1,5

26

6



GRUPOS SANGUÍNEOS

1. Objetivo de la práctica

Determinación del grupo sanguíneo y del factor Rh.
Compatibilidad de la sangre de varios individuos.

2. Introducción

En la superficie de la membrana de los hematies se encuentran unas macromoléculas específicas (cadenas de polisacáridos unidas a una molécula de proteína) llamadas antígenos y en el plasma sanguíneo se encuentran unas moléculas proteicas denominadas anticuerpos que poseen especificidad frente a una determinada molécula de antígeno. Si se mezclan los anticuerpos de un plasma con los eritrocitos que posean en su membrana el antígeno correspondiente, se produce una aglutinación, que no es más que el agrupamiento de los hematies, producidos por los anticuerpos al unirse con el antígeno.

Los hematies de algunos individuos poseen el antígeno A en su membrana, mientras que otros poseen el antígeno B. También hay individuos que poseen los dos, A y B, y otros que no poseen ninguno. Así, Landsteiner describió el sistema ABO como consecuencia de los cinco tipos de aglutinación que obtuvo entre los glóbulos rojos y el suero humano normal.

En la sangre de un individuo que posee un determinado antígeno no se encuentra el anticuerpo específico del mismo, pero sí se encuentran los de los demás antígenos. Por ello, cada grupo del sistema ABO posee los siguientes antígenos y anticuerpos:

<u>GRUPOS SANGUÍNEOS</u>	<u>ANTÍGENOS</u>	<u>ANTICUERPOS</u>
Grupo A	A	B (anti-B)
Grupo B	B	A (anti-A)
Grupo AB	A y B	---
Grupo O	---	(anti-A y anti-B)

La presencia o ausencia de estos antígenos A y B es hereditaria. La frecuencia relativa de los diferentes tipos sanguíneos para personas de raza blanca son:

<u>TIPO</u>	<u>FRECUENCIA RELATIVA</u>
O	47%
A	41%
B	9%
AB	3%

También es de suma importancia en la sangre de un individuo el sistema Rh. Este sistema está determinado por tres pares de antígenos (C,c; D,d; E,e). Por lo tanto, hay una gradación de RH positivos y un solo Rh negativo, que además no posee anticuerpo alguno frente a ninguno de los tres antígenos.

Para el análisis del factor Rh, se utiliza únicamente el suero anti-D, dado que este antígeno se encuentra en el 80% de la población y es el de mayor poder antigénico. Las frecuencias relativas para el sistema Rh son las siguientes: Rh positivo: 83% y Rh negativo 17%.

3. MATERIAL

- | | |
|--------------------------------|--------------------|
| Portaobjetos y cubreobjetos | Alcohol |
| Palillos | Lancetas estériles |
| Algodón estéril | Agua destilada |
| Sueros anti-A, Anti-B, anti-D. | |

4. MÉTODOS

Se toman dos portabojetos que previamente se han sumergido en alcohol éter (1:1) para desengrasarlos. Se seca y se flamea ligeramente a la llama. Una vez los portaobjetos están limpios se pone sobre uno de ellos una gota del suero Anti-A y otra del Anti-B y en otro una gota del suero Anti-D. Seguidamente se limpia el dedo índice con alcohol y se pincha perpendicularmente con una lanceta estéril. Se presiona suavemente el dedo para que gotee la sangre a través del pinchazo y se deja caer sobre las gotas de suero preparadas. Rápidamente se mezcla la sangre y el suero con un palillo (cambiar de palillo para cada gota). Se espera un poco de tiempo y se observa en cada gota si ha habido o no aglutinación de los hematies. Anotar e interpretar los resultados.

Realizar un cuadro en el que se detallen la compatibilidad de unos grupos con otros indicando cuales tienen transfusión viable (no se aglutinan los hematies) y cuáles tienen transfusión inviable (se aglutinan los hematies)