

Sesión Teórico-Práctica 3

Manipulación de muestras para su estudio al microscopio óptico¹

PARTE PRÁCTICA²

3.A.- Elaboración de preparaciones microscópicas de muestras de diferente naturaleza

Objetivos

1. Adquirir destrezas la manipulación de muestras y la realización de preparaciones para microscopía óptica
2. Diferenciar los tipos de microscopía óptica mediante el análisis de las preparaciones realizadas.

Materiales

Instrumentales:

- Pipetas Pasteur
- Placas de petri
- Portaobjetos y cubreobjetos
- Portaobjetos excavados
- Medio de montaje hidrofílico: Hoyer
- Medio de montaje hidrofóbico: Bálsamo de Canada
- Serie de deshidratación de etanol: 80%, 90%, 95% y 100%
- Serie final de deshidratación: acetona 50%/etanol absoluto 50%; acetona 100%
- Aceite de clavo
- Ácido láctico
- Colorante rojo neutro
- Laca de uñas
- Pinzas
- Agujas
- Tijeras

Muestras:

- Muestras de agua de diferente procedencia
- Muestra de un Artrópodo Insecto: adulto de díptero sarcosaprófago
- Muestra de un Artrópodo Quelicerado: ácaro edáfico
- Muestra de un Artrópodo Insecto: ninfa de efemeróptero
- Muestra de fibras y tejidos de diferente naturaleza: lino, algodón, lana y sintético. También se tratará una muestra problema etiquetada como A.
- Muestra de cabellos de distintas partes corporales y de distinta naturaleza. También se tratará una muestra problema etiquetada como B

¹ Este documento está sujeto a una licencia Creative Commons



² La procedencia y autoría de las imágenes y esquemas utilizados se encuentra al final del texto

Trabajo a realizar

A.- Experiencia 1. Preparación de material en vivo y tinción con colorante vital.

Se estudiarán muestras en medio acuoso de distinta procedencia sin fijar, es decir los organismos que aparezcan estarán vivos y moviéndose, por lo que se pueden escapar del campo de visión. Se podrán observar organismos unicelulares, eucariotas (protozoos) y procariotas (cabe la posibilidad que alguna bacteria o levadura pudiera aparecer en la muestra), y organismos multicelulares, tanto animales (rotíferos, nemátodos, etc) como vegetales (algas verdes filamentosas, etc) (lámina 1). Una vez observada la muestra se llevará a cabo una segunda intervención en la preparación, mediante la incorporación de un colorante vital (rojo neutro). La muestra una vez teñida se volverá examinar.



Lámina 1: Algunos ejemplos de organismos que puedes observar en este tipo de preparaciones. 1.- Rotífero; 2.- Ciliado unicelular; 3.- Radiolario; 4.- *Vorticela* sp.



Desarrollo metodológico:

1^{er} paso.- Coge una gota de una de las muestras con una pipeta *Pasteur* y deposítala sobre un portaobjeto. A continuación cubre la gota con un cubreobjetos y analizar la preparación al microscopio óptico de campo claro.

2^o paso.- Una vez analizada la muestra añadir a la preparación una gota del colorante. Para realizar esta operación la gota se ha de añadir justo en el borde del cubreobjetos y el colorante entrará por capilaridad en la preparación.



Tareas y Cuestiones:

Anota los organismos que has observado de cada muestra. Indica si has observado alguna diferencia tras la tinción.

B.- Experiencia 2. Estudio y preparación en seco de material biológico.

Las preparaciones en seco se utilizan mucho en zoología para observar estructuras esclerotizadas (endurecidas), transparentes o semitransparentes, que conservan su forma tras su secada. Las alas de numerosos órdenes de insectos son un buen ejemplo y nosotros vamos a utilizar dos especies de dípteros sarcosaprófago (moscas, en adelante).

Las alas de los insectos están atravesadas por unas estructuras denominadas venas, que son una prolongación del sistema traqueal del insecto. La disposición y morfología de estas venas tienen un importante uso taxonómico, ya que ayudan en la identificación de estos organismos. Una forma de observar con claridad esta organización es el montaje en seco.



Desarrollo metodológico:

1^{er} día.- Las moscas se encuentran fijadas y conservadas en etanol al 70%. Toma una mosca de la muestra, pon el ejemplar en una *placa de Petri*, observa el ala bajo el microestereoscopio e intenta identificar la venación apoyándote en la figura 1. A continuación, coge un portaobjetos y pon una gota de etanol del 70% en el centro usando una *pipeta Pasteur* (puedes utilizar el mismo etanol en el que se conserva la muestra si no está muy sucio o, bien, utilizar etanol nuevo); sujeta firmemente el tórax del ejemplar con unas pinzas y con otras pinzas arranca una de las alas agarrando ésta

fuertemente de su base y tirando de ella sin miedo; coloca el ala arrancada en la gota de alcohol que has colocado en el porta y cubre la muestra con un cubreobjetos. Observa la preparación al microscopio óptico con cuidado de no mover el cubreobjetos, después deja la preparación en la caja de secado de muestras durante un día.

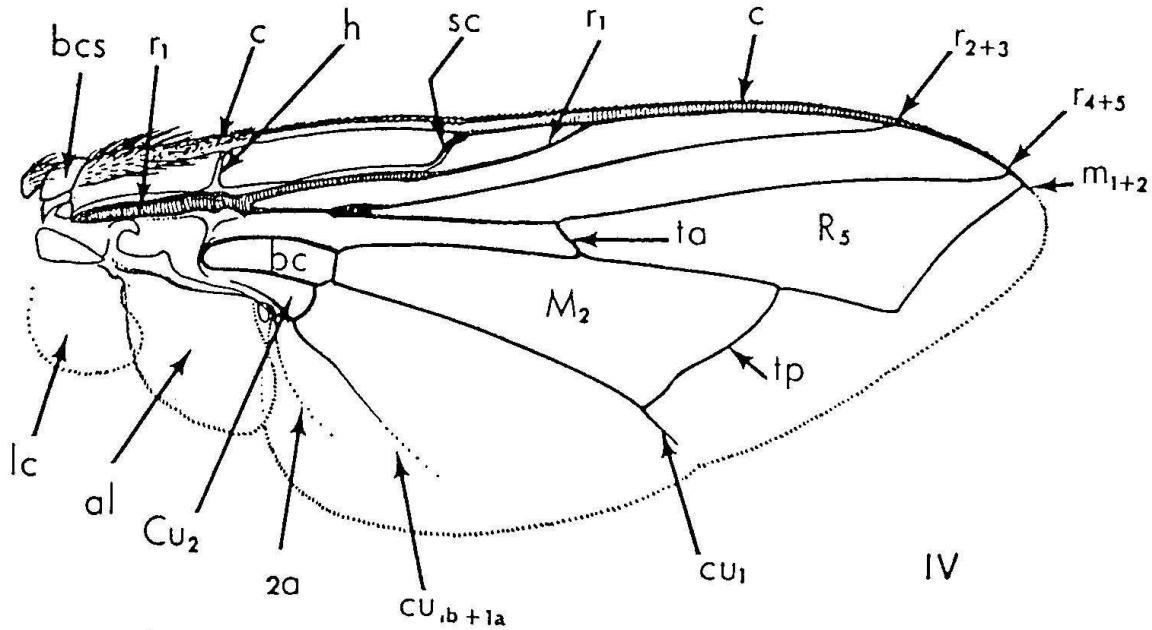


FIG. IV. Wing of a muscoid fly

- al = allula
- bc = basal cell
- bcs = basicosta (basicostal scale)
- c = costa (costal vein)
- cu₁, cu₂ = cubital veins
- Cu₂ = cubital cell (hind basal cell, or anal cell)
- cu_{1b,1a} = anal vein
- h = humeral cross vein

- lc = lower calyptra (lower squama)
- m_{1,2} = medial vein
- M₂ = medial or discal cell
- r₁ = radial vein (stem vein)
- R₅ = radial or apical cell
- sc = subcosta
- ta = (r-m) = anterior cross vein
- tp = posterior cross vein
- 2a = anal vein

Figura 1. Esquema de un ala de díptero calyptraeido, donde se indican las principales venas y estructuras más importantes

2º día.- Vuelve a coger la preparación y colócala debajo del microestereoscopio y, a continuación, coge la laca de uñas y pon unos puntos de de laca en el borde del cubreobjetos. Deja secar la laca durante una hora aproximadamente y vuelve a

observar la preparación al microscopio óptico.



Tareas y Cuestiones:

Haz un esquema rotulado del ala vista al microscopio óptico o, si es muy grande, con el microestereoscopio. ¿Qué ventajas o inconvenientes has encontrado tras observar el ala sin arrancar al microestereoscopio y con la preparación al microscopio óptico? ¿Has encontrado alguna diferencia al observar el ala al día siguiente? Razona las respuestas.

C.- Experiencia 3. Estudio y Montaje en medio hidrofílico de material biológico:

El medio de montaje se utiliza, aparte de asegurar la sujeción de la muestra en la preparación, para conservar o mejorar el índice de refracción del material biológico cuando estaba húmedo. La rápida pérdida de agua de una muestra cuando se prepara en fresco provoca que vaya empeorando su observación al microscopio óptico conforme se va secando, por lo que estas preparaciones tienen una utilidad temporal limitada que puede medirse en horas. Para evitar este problema las muestras se suelen preparar usando un medio de montaje. Los medios de montaje hidrofílicos (sus componentes están en disolución acuosa) evitan tener que deshidratar la muestra, por lo que son métodos rápidos y adecuados para análisis de rutina. La vida útil de estas preparaciones también suele ser limitada, aunque ésta ya se puede medir en años, y depende del medio de montaje utilizado. Por ejemplo el Hoyer (goma arábiga, glicerina, hidrato de cloral y agua destilada) tiene una durabilidad mayor que la gelatina o la glicerina sola.

Aparte del medio de montaje, la manipulación de la muestra pueden requerir otras muchas actuaciones, pero sólo vamos a llevar a cabo algunas, como el aclarado de la muestra y la disección de estructuras; otras, como pueden ser cortes o tinciones no se van a realizar. Por tanto, vamos a preparar ácaros “*in toto*” previo aclarado en ácido láctico y partes esqueléticas de una especie de efemerópteros.



Desarrollo metodológico:

C.I.- Preparación de ácaros “*in toto*” previo aclarado con ácido láctico

1^{er} día.- Como los ácaros se van a montar sin disecar, es decir “*in toto*”, vamos a aclararlos previamente. Con el aclarado pretendemos eliminar toda, o la mayor parte,

de la materia orgánica que puede entorpecer una adecuada observación de la muestra. Existen diversos métodos de aclarado y, quizás, uno de los menos agresivos es el realizado con un ácido débil, en nuestro caso vamos a utilizar el ácido láctico. El procedimiento es bien simple: cogemos un ácaro y lo ponemos en una pequeña placa de petri con ácido láctico y lo vamos a dejar ahí hasta el día siguiente.

2º día.- Recuperamos el ácaro del ácido láctico y lo lavamos en etanol al 70%, con un baño de aproximadamente 15' es suficiente. A continuación, tomamos un portaobjeto y colocamos una gota de Hoyer y colocamos el ácaro. Después, con mucho cuidado, colocamos encima un cubreobjeto. La forma de colocar el cubreobjetos para evitar la formación de burbujas es hacer tocar éste con el cubreobjetos por un borde e ir bajándolo lentamente hasta que toque la gota de medio de montaje, entonces se suelta y se deja que por si solo vaya tomando su posición. Si vemos que el medio de montaje tarda mucho en extenderse bajo el cubreobjeto, podemos apretar ligeramente éste con la punta de las pinzas. Una vez el cubre haya alcanzado su posición final ya se puede observar al microscopio óptico el ejemplar. Para reconocer sus partes puede seguir el esquema de la figura 2.



Figura 2. Principales partes de un ácaro

C.II.- Preparación de partes esqueléticas de un efemeróptero.

Esta preparación se puede montar y observar en el mismo día. Cogemos un ejemplar de efemera y lo sumergimos completamente en una placa petri con etanol de 70%. Con ayuda de pinzas y/o agujas enmangadas vamos a arrancar alguna de sus patas y también vamos a desmontar las piezas bucales. Las patas se obtienen fácilmente procediendo como

en el ala de la mosca, pero antes de arrancarlas hemos preparado un portaobjeto con una gota de Hoyer (en esta ocasión la gota no la ponemos en el centro, sino aproximadamente a 1/3 de distancia de uno de los extremos del portaobjeto). Una vez seccionada la pata la colocamos en la gota de Hoyer y la cubrimos con un cubreobjeto, procediendo como en el ácaro.

A continuación vamos a pasar a desmontar las piezas bucales. Una larva de efémera, que es el ejemplar que tenemos entre manos, tiene un aparato bucal masticador típico, es decir está formado de la parte posterior a la anterior por el labio con un par de palpos labiales, dos maxilas con un palpo labial, un par de mandíbulas y un labro (para identificar estas piezas y luego poder estudiarlas puedes utilizar como guía la lámina 2, o las laminas 1 y 2 de la Sesión Práctica 2). Las piezas bucales se van disecando de la más posterior (el labio) a la más anterior (el labro) y se van montando en el portaobjetos, para ello utilizamos el portaobjetos donde hemos colocado las patas. Antes de extraer las piezas, hemos vuelto a poner otra gota de Hoyer en el portaobjetos pero, en esta ocasión a 2/3 de distancia de su borde corto. Una vez colocadas las piezas se coloca encima un cubreobjeto como ya hemos aprendido anteriormente, y podemos pasar directamente a observar la preparación al microscopio óptico. Si el ejemplar presenta huevos, pon unos cuantos junto con las piezas bucales. Las preparaciones también se observarán con el objetivo de 100 aumentos, utilizando aceite de inmersión



Tareas y Cuestiones:

Haz un esquema rotulado de las preparaciones, describiendo lo que has visto o lo que más te ha llamado la atención.

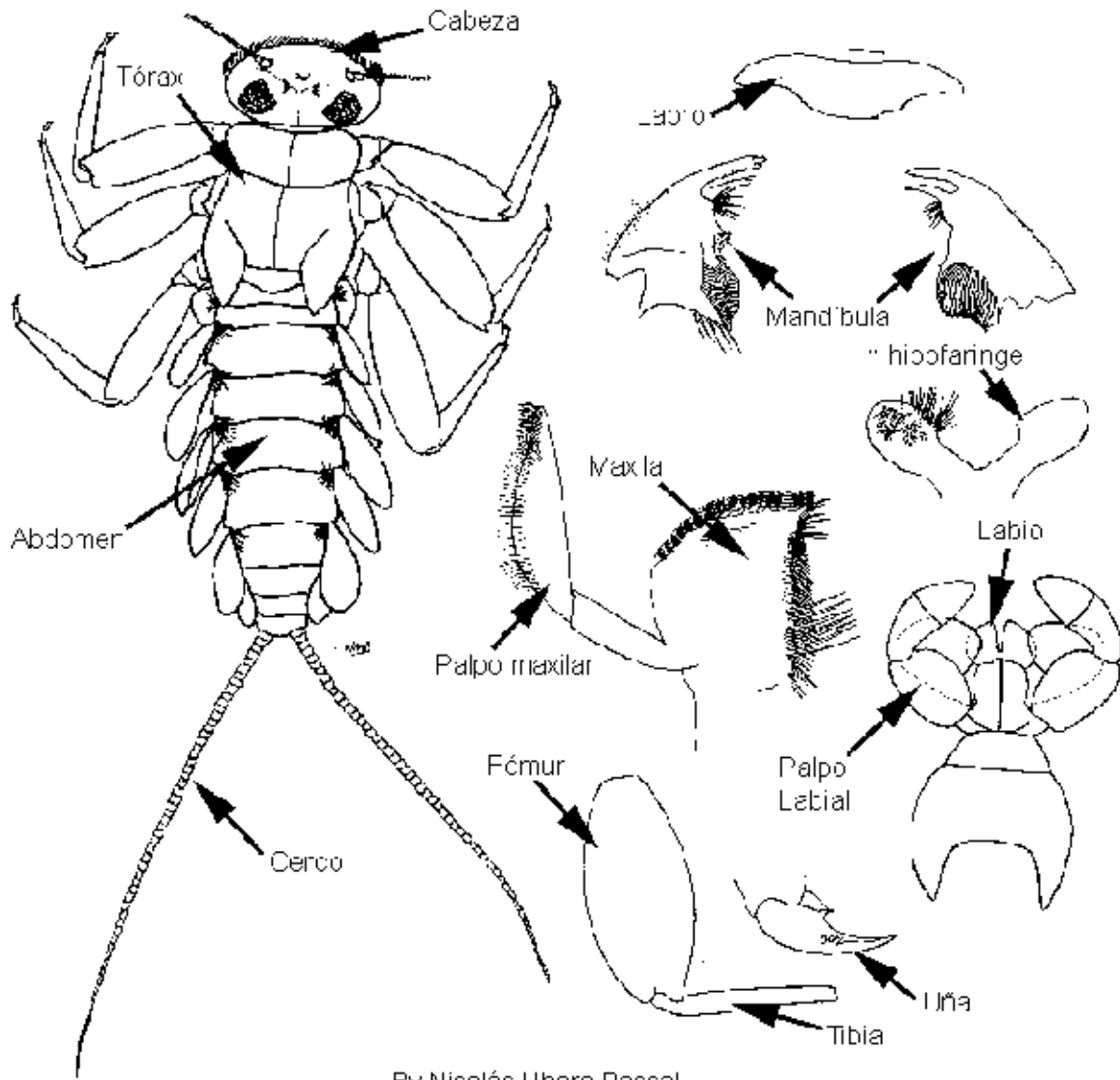


Lámina 2. Aspecto de un efemeróptero heptagenido (*Epeorus* sp.) y desglose de sus piezas bucales y pata anterior.

D.- Experiencia 4. Montaje en medio hidrofóbico de material biológico

Los medios de montaje hidrofóbicos constituidos por sustancias no miscibles en el agua, como el *Bálsamo de Canada*, tienen la ventaja que la vida útil de la preparación para el microscopio es muy larga (de hecho se llaman medios de montaje permanentes y preparaciones de principios del siglo pasado e, incluso, del finales del anterior están en perfectas condiciones); pero la desventaja que hay que deshidratar completamente la

muestra. Por lo tanto, si la muestra es de gran tamaño o de baja permeabilidad, el montaje de la preparación puede durar más de un día. En nuestro caso vamos a repetir la experiencia anterior, pero realizando el montaje en Bálsamo de Canada.



Desarrollo metodológico:

D.I.- Preparación de ácaros "in toto" previo aclarado con ácido láctico.

En el aclarado de la muestra vamos a proceder como en la experiencia anterior, por lo que un día antes pondremos también la muestra en ácido láctico. Al siguiente día, lavamos el ejemplar sumergiéndolo en etanol del 70% y pasando unos 15' aproximadamente pasaremos a el proceso de deshidratación. La deshidratación la llevaremos a cabo utilizando una serie de etanol de concentración creciente hasta etanol absoluto (80%, 90%, 95%, 100%). Prepararemos cuatro placas de petri con su correspondiente etanol e iremos sumergiendo la muestra entre 10' y 15' en cada una de las concentraciones. Una vez en etanol absoluto pasaremos la muestra a aceite de clavo, esta sustancia va a desplazar al etanol y a permitir una mejor penetrabilidad del Bálsamo de Canada. El tiempo de tratamiento de la muestra con aceite de clavo es variable y depende del tamaño de esta, pero para nuestro ácaro será suficiente con unos 25' o 30'. Cuando falten unos cinco minutos para acabar con el tratamiento de aceite de clavo, prepararemos un portaobjeto con una gota de Bálsamo de Canada en el centro, después colocaremos la muestra y la cubriremos con un portaobjeto. Una vez cubierta la muestra ya se puede estudiar al microscopio óptico

D.II.- Preparación de partes esqueléticas de un efemeróptero.

Para deshidratar la muestra seguiremos el mismo proceso que en el apartado anterior. Una vez en etanol absoluto arrancaremos las patas y extraeremos las piezas bucales, colocando todas las estructuras en el aceite de clavo. Como las piezas son muy pequeñas y poco quitinizadas con 10' o 15' de tratamiento será suficiente. Cuando falte poco tiempo para acabar este paso, prepararemos un portaobjeto con dos gotas del medio de montaje, una para las patas y otra para las piezas bucales y huevos, en el caso de que aparezcan.



Tareas y Cuestiones:

¿Qué diferencias has encontrado entre ambos procedimientos en cuanto a la

observación de la muestra? ¿Merece la pena el procedimiento llevado a cabo en la preparación de las muestras permanentes?

E.- Experiencia 5. Estudio al microestereoscopio y montaje en medio hidrofílico de fibras.

Los tejidos y fibras son muestras muy habituales en los estudios forenses. Por esta razón, vamos a estudiar tejidos y fibras de diferente naturaleza. El estudio lo tendrás que realizar primero con el microestereoscopio y luego con el microscopio, para lo que habrá que preparar las fibras (sólo las fibras, no los tejidos). El medio de montaje que se utilizará será el hidrofílico, ya que es más rápido y se pueden analizar las preparaciones el mismo día. Se han preparado cuatro muestras: lino, lana, algodón y sintético, y una fibra desconocida o problema A. Se tienen que estudiar todas las muestras de naturaleza conocida y una vez caracterizadas morfológicamente pasaremos a estudiar la fibra desconocida, para intentar decir cuál puede ser su naturaleza.



Lámina 3. Imágenes de los conceptos utilizados en el estudio de fibras. A.- Imagen de tejido, formado por numerosas cordones o fibras, tiene una trama derivada de la forma de tejer las fibras. B.- Elaboración de un cordón (formados por varias fibras) o fibra (formada por numerosos filamentos organizados siguiendo un procedimiento industrial determinado). C.- Filamentos en bruto, concretamente de lana. D.- Imagen de filamentos de lana al microscopio óptico

Desarrollo metodológico:



Primero se estudia el tejido al microestereoscopio, observando la trama, las composición de fibras, la coloración, etc. Después estudiaremos también al microestereoscopio las fibras individualizadas observando su morfología y composición, también puedes intentar deshilar la fibra para ver de que filamentos está compuesta.

Para realizar las preparaciones, se cogerá cada fibra y se cortará un trozo representativo se mojará en etanol al 70% y se pondrá sobre un portaobjeto con una gota de Hoyer, después se cubrirá con un cubreobjeto; puedes intentar a poner en el mismo porta una porción deshilachada de la misma fibra. Estudia las preparaciones al microscopio óptico.



Tareas y Cuestiones:

Describe morfológicamente cada una de las fibras, apoyándote en un esquema si fuera necesario. Atendiendo a estas características ¿Cuál puede ser la composición de la fibra desconocida?

F.- Experiencia 6. Estudio al microestereoscopio y montaje en medio hidrofílico de cabello.

El pelo es otro de las muestras más habituales en los estudios forenses. El pelo es una fibra de queratina en la que se puede diferenciar el tallo, externo a la piel, y la base o raíz, insertada en un pliegue de la piel denominado folículo piloso, que es lugar de crecimiento (lámina 4). Asociado a la raíz existen diferentes tejidos asociados que la nutren y sustentan para que tenga lugar el crecimiento del pelo. El tallo comprende tres capas: la médula, que consiste en células queratinizadas, laxamente unidas y puede faltar en algunos pelos delgados; la corteza o córtex, que rodea la médula y a la que está fuertemente adherida, siendo también el lugar donde se fijan la mayoría de los gránulos de pigmento; la cutícula, que es la capa más externa y de aspecto escamoso, ya que está formada por restos celulares que pueden estar bien adheridos entre sí o bien separadas en su porción terminal (lámina 4). De forma general, la médula en los humanos puede estar poco definida o bien encontrarse fragmentada, pero nunca presentan una médula continua como el resto de animales.

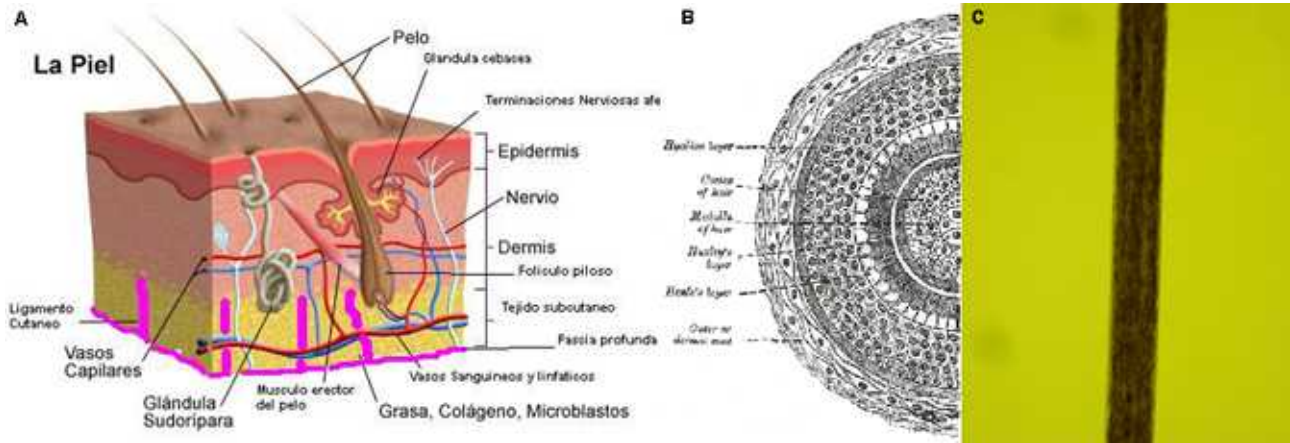


Lámina 4: A.- Relación del pelo y el tegumento; B.- Estructura y corte transversal de un cabello; C.- Aspecto de un cabello al microscopio óptico

Diferencias entre el pelo humano y el pelo animal¹

Pelo humano	Pelo animal
Médula	
<ul style="list-style-type: none"> * Red aérea granulosa * Células medulares indivisibles * Índice medular: 0,30 * Pelos del vello: sin médula 	<ul style="list-style-type: none"> * Contenido aéreo más o menos voluminoso * Células medulares aparentes * Índice medular: 0.50 * Médula en escalones en los pelos del vello
Córtex	
<ul style="list-style-type: none"> * Forman un grueso manguito * Pigmento en granulaciones 	<ul style="list-style-type: none"> * Constituyen un cilindro hueco * Pigmentos en granulaciones irregulares
Cutícula	
<ul style="list-style-type: none"> * Escamas delgadas poco salientes, pequeñas e imbricadas 	<ul style="list-style-type: none"> * Escamas gruesas, salientes menos imbricadas que en humanos

La morfología del pelo puede variar entre personas y dentro de una misma persona, según la parte del cuerpo analizada. Así la raza, el sexo, la edad de la persona, la coloración, la forma de crecimiento, etc, son parámetros que pueden afectar a la morfología del pelo entre las personas. Pero el grosor, la sección, la ondulación, la longitud, etc. pueden ser parámetros morfológicos que diferencien los pelos de las distintas partes del cuerpo.

Existen otros aspectos a tener en cuenta en el estudio del pelo: que estén teñidos, los pelos teñidos tienen un color uniforme al contrario que los pelos de coloración natural,

¹ Vera, S.G. *Estudio Forense del Pelo*. <http://www.monografias.com/trabajos10/pelo/pelo.shtml>. Consultado el 30/10/2008.

además no está teñido en la parte próxima a la raíz. Por otro lado, los pelos teñidos pueden carecer de brillo y tener un aspecto quebradizo. La forma en la que ha sido obtenido, es decir si ha sido cortado, arrancado o caído: los cabellos cortados muestran el extremo seccionado más o menos limpiamente, formando ángulos agudos, aunque pasados algunos días tienden a redondearse; el cabello desprendido espontáneamente tienen el bulbo lleno, repleto y bien formado, lo que significa que ha llegado a su completo crecimiento, en cambio los pelos arrancados presentan un bulbo hueco o excavado, por no haber llegado a su completo desarrollo, y si ha sido arrancado con violencia puede presentar células epiteliales adheridas. El aspecto del pelo tras quemarlo también puede ser indicativo de la temperatura que se ha alcanzado: por debajo de 100° el pelo se acorta y pierde peso, a 150° presenta burbujas gaseosas en la médula, y por encima de 300° se carboniza. Las enfermedades del pelo también pueden ser útiles, ya que dejan marcas en ellos.



Desarrollo metodológico:

Para estudiar el pelo hemos preparado diferentes muestras para comprobar la variabilidad regional, estudiaremos pelos de la cabeza, la barba, la axila, el pecho, y el pubis, que pueden proceder de hombre o de mujer, y para comprobar la variabilidad intraespecífica, estudiando pelos morenos, rubios, rizados, lisos, etc. También estudiaremos muestras de pelo teñido y una muestra problema B, para ver si podemos diferenciarlo morfológicamente. El estudio, en primer lugar, se hará al microestereoscopio y, posteriormente, al microscopio. Las muestras al microscopio se lavarán en etanol al 70% y luego se montarán con Hoyer en diferentes portaobjetos, siguiendo el procedimiento indicado anteriormente.



Tareas y Cuestiones:

Describe morfológicamente cada una de las muestras analizadas, apoyándote en un esquema si fuera necesario. Atendiendo a estas características ¿Cuál puede ser la composición de la pelo desconocido?

G.- Estudio y análisis de las preparaciones con diferentes tipos de microscopía óptica.

Las preparaciones se estudiarán el primer día con un microscopio óptico de campo claro de los que dispone el laboratorio F1. En el Servicio de Microscopía de la Universidad

de Murcia las preparaciones realizadas se volverán a analizar con un microscopio de fluorescencia utilizando solamente contraste de fases, campo oscuro y contraste interdifereencial.

Una vez en el SUM se explicará a los alumnos el manejo básico de éste microscopio y la toma de muestras digitales, pero durante la observación de las muestras el alumno debe ser autónomo, excepto en aquellos procesos técnicos que debe realizar el personal del SUM. Aunque el alumno estará asistido por el profesor, como esta parte práctica se hace conjuntamente con la de microscopía electrónica de barrido, si alguno no sabe para que sirve un mando del microscopio o lo acciona por error debe comunicarlo inmediatamente al profesor o a algún técnico del SUM. ¡NO intentar solucionarlo solos!

Durante la observación de las muestras al SEM, también se podrán tomar fotografías digitales. Se recomienda que se vayan tomando para poder ilustrar y apoyar la respuesta a las preguntas de la práctica, así como para elaborar el informe final y la resolución a la muestra problema



Tareas y Cuestiones:

Describe lo que ves con cada técnica y compáralas entre si. ¿Con cual de ellas observas mejor la morfología de las muestras? ¿Cuál te da mejores resultados para un análisis morfológico de las muestras? ¿Podrías ya reconocer que son las muestras problema A y B?

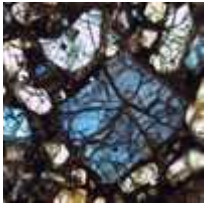
Créditos fotográficos

1. El logo del encabezamiento proceden de la página web <http://ocw.um.es/>
2. Figuras lamina 1 son autoría de Nicolás Ubero Pascal
3. Figura 1 extraída de Shewell, G.E., Teskey, H.J., Vockeroth, J.R. and D.M. Wood (eds.), 2006. Manual of Nearctic Diptera. Volume 2. Agriculture Canada Monograph **28**.
4. Figura 2 de A. Karwath Aka procedente de Wikimedia Commons ([http://commons.wikimedia.org/wiki/File:Trombidium_holosericeum_\(aka\).jpg](http://commons.wikimedia.org/wiki/File:Trombidium_holosericeum_(aka).jpg))
5. Figuras de la lámina 2 son de Nicolás Ubero Pascal
6. Figuras de la lámina 3 proceden de Wikimedia Commons y son sus autores (A) PKM (http://commons.wikimedia.org/wiki/File:Harris_tweed.jpg), (B) meknits (http://commons.wikimedia.org/wiki/File:Spinning_Navajo-Churro.jpg), (C) 3268zauber (http://commons.wikimedia.org/wiki/File:Walliser_Schwarznasenschaf_Detailaufnahme_Fell.JPG), Y (D) Luigi Visona (http://commons.wikimedia.org/wiki/File:Lana_scaglie3.jpg)
7. Figuras de la lámina 4 proceden de Wikimedia Commons y sus autores son (A) megomab

(<http://es.wikipedia.org/wiki/Archivo:Piel46.JPG>), (B) (<http://commons.wikimedia.org/wiki/File:Gray945.png>), y (C) (http://commons.wikimedia.org/wiki/File:Human_Hair_10x.JPG)

Ejemplos de Virtual Lab de microscopía óptica y diferentes técnicas de contraste físico de la imagen

Las muestras se pueden descargar de <http://virtual.itg.uiuc.edu/data/>



Meteorite (NWA 869): muestra de meteorito encontrada en el desierto del Sahara en en el año 2001. Está compuesto principalmente por minerales de olivino y piroxeno, aunque también presenta hierro libre. Es una muestra de material inerte observada con luz polarizada.



Euglene: este organismo unicelular eucariótico se encuentra generalmente en aguas dulces y se caracteriza por estar constituido por un flagelo. Las euglenas se alimentan de algas para incorporar los cloroplastos a su citoplasma y así sintetizar alimento cuando la luz solar está disponible, pero también pueden ingerir otros pequeños organismos como alimento cuando la luz solar no está disponible. La muestra está coloreada con una tinción simple de un solo colorante



Chinchilla Cerebellum: El cerebelo es una pequeña región del encéfalo que juega un papel esencial en la integración de percepciones sensoriales y su respuesta motora. La preparación es un corte para el microscopio óptico teñido con hematoxilina-eosina.

Repasar las preparaciones de la anterior lección.

Trabajo a realizar

Utilizando el microscopio virtual de la ITG observa las muestras anteriores y determina que diferencias encuentras.

Créditos fotográficos

1. Figuras de la tabla extraídas de la página web del Virtual Microscope <http://virtual.itg.uiuc.edu>.