

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE BAJA CALIFORNIA
FACULTAD DE CIENCIAS

PROTISTAS-HONGOS
MANUAL DE PRÁCTICAS

BIOLOGÍA: PLAN DE ESTUDIOS 2008

Nombre de los Profesores:

***M.C. Eusebio Barreto Estrada
y Dra. Nahara Ayala Sánchez***

CONTENIDO:

	Pág.
<i>Reglas de seguridad en el laboratorio</i>	3
No. TITULO DE LA PRÁCTICA	
1. Diversidad de vida vista en una gota de agua	4
2. Colecta, cultivo y observación de protistas	8
3. Tinción de protistas	12
4. Observando algunos procesos de los protistas	14
5. Observación de protistas " <i>in vitro</i> "	17
6. Distribución vertical de la microfauna intersticial	19
7. Obtención, observación y preparación de protozoarios parásitos	22
8. Observación de estructuras microscópicas en frutas y verduras contaminadas por hongos	29
9. Sucesión de hongos en estiércol	34
10. Observación de preparaciones fijas	37
11. Microcultivo "método de ridell"	39

12.	Técnicas de elaboración de preparaciones permanentes	43
13.	Asimilación de sustancias (auxonograma) y fermentación (zimograma)	47
14.	Observación de material vegetal afectado por hongos	52
15.	Colecta y preservación de ejemplares micológicos	57
16.	Caracterización microscópica de Basidiomycetes y Ascomycetes	72
17.	Estudio y reconocimiento de la morfología de los líquenes	75

REGLAS DE SEGURIDAD EN EL LABORATORIO

- Localizar todos los equipos de seguridad como extinguidores, lavador de ojos, regaderas, etc.
- Proteger los ojos si trabajará con reactivos corrosivos, peligrosos o con luz ultravioleta.
- Usar bata de laboratorio, lo protegerá del material corrosivo o blanqueadores.
- Nunca pipetee con la boca o pruebe algún reactivo.
- No fumar, comer o beber en el laboratorio.
- El pelo largo de preferencia recogerlo.
- No usar sandalias con los pies descubiertos.
- No colocar los libros o cuadernos en el área de trabajo.
- Reporte cualquier daño o accidente en el laboratorio.
- Pregunte al maestro cualquier duda en el manejo de reactivos y/o equipos.
- Todos los reactivos pueden ser un riesgo para la salud, trabaje con cuidado.
- La mayoría de las prácticas de este laboratorio usan reactivos cancerígenos o tóxicos, así como agentes potencialmente patógenos, trabaje con seriedad y cuidado.
- En caso de contaminarse con algún reactivo lavarse con agua rápidamente y avisar al maestro.

DIVERSIDAD DE VIDA VISTA EN UNA GOTTA DE AGUA

PRINCIPIO:

La manifestación de la vida en nuestro entorno la apreciamos de distintas formas. Unos vegetales otros animales, fácilmente los vemos y nos relacionamos con ellos sin mayor **problema**. Pero la mayoría de las veces pasan desapercibidos las formas microscópicas y para entrar a su mundo maravilloso requerimos del uso de aparatos ópticos. Así, a través de esta práctica nos detendremos a observar a cada uno de los organismos presentes en una gota de agua de charca. Teniendo presente que los protistas son organismos unicelulares que carecen de cloroplastos.

Al hacer una preparación temporal de una gota de agua de charca, con suerte y **habilidad en el manejo del microscopio**, podremos observar una inmensidad de formas de vida. Vegetales y animales microscópicos, nos maravillarán por las diversas formas, colores, movimiento, etc. propio de los organismos denominados **PROTISTAS**.

Los protistas comprenden varios grupos de organismos que se distinguen entre si por las estructuras locomotoras, de esta manera tenemos organismos sin estructuras especializadas de movimiento y todos parásitos que pertenecen a los **esporozoos**, otros que se desplazan por pseudópodos denominados **sarcodinos**, otros mas que se mueven con la ayuda de flagelos que se ubican entre los **mastigóforos** y otros con numerosos cilios, pertenecientes a los **ciliados**.

OBJETIVOS:

Reconocimiento de formas de vida microscópicas en muestras de agua y Observación de la diversidad morfológica y los mecanismos de desplazamiento de organismos protistas.

MATERIAL (por equipo de 4 alumnos):

	5 palillos de dientes
16 portaobjetos y 16 cubreobjetos	1 gotero con rojo congo,
2 portaobjetos escavados	1 Fco. Con metocel,
3 pipetas Pasteur	1 gramo de nicotina
1 cuadro de 3 cm de lado de gasa	1 Fco. Glicerina
Papel seda	

Papel secante	Borrador, sacapuntas
Hojas blancas	Equipo:
Libreta de laboratorio	4 microscopios compuestos
Lápices dureza 2H y H	Material biológico:
	3 Muestras de agua con sedimentos de origen diferente

MÉTODO:

Limpie la mesa de trabajo con papel secante ligeramente húmedo y haga lo mismo con el microscopio en su parte externa. Con papel seda (proporcionado por la laboratorista), limpie los lentes de este mismo equipo, verificando que estén en buenas condiciones.

Limpie perfectamente los portaobjetos y cubreobjetos, a fin de obtener imágenes nítidas al usarlos. Las muestras de agua de charca con sedimentos, déjalas reposar para que la materia en suspensión se sedimente y logrado lo anterior hacer lo siguiente:

- 1.- Con la pipeta Pasteur y **sin agitar el agua**, tome muestra del fondo. Sobre un porta limpio deposite una gota de agua con sedimento y cubra con cuidado. Si hay exceso de agua por los bordes del cubreobjetos, quítela aproximando a ella papel secante.
- 2.- Con cuidado, monte la preparación sobre la platina del microscopio y enfoque con la lupa. Verifique que la iluminación sea adecuada en el microscopio manipulando el **condensador y el diafragma**. Una revisión rápida con este lente de la lupa le dará información sobre la riqueza (o carencia) de vida microscópica en la muestra.
- 3.- Si la muestra carece de formas de vida microscópica, repita el proceso hasta obtener éxito. (Pasos 1 y 2).
- 4.- Verificada la presencia de formas de vida microscópica por medio de la lupa, enfoque algún objeto y ubíquelo en el centro del campo visual; con cuidado y sin

mover la platina, cambie de objetivo a 10X, 15X o 45X, según se requiera (**NO USAR EL OBJETIVO 100X**).

5.- Como se indico en el punto 2, maneje en forma conveniente el condensador y diafragma de su microscopio para obtener las mejores imágenes.

6.- Revise exhaustivamente toda la muestra deslizando la platina a los lados, frente y atrás, con ayuda de los tornillos de la platina que están por un lado de ella.

7.- Haga preparaciones de diversas fuentes si eso es posible, siguiendo las indicaciones arriba anotadas.

8.- De las mejores imágenes logradas, procure **hacer un esquema representativo de c/u de los organismos vistos en esta sesión**, indicando las estructuras que sean reconocidas por usted. Por medio de la bibliografía complete la asignación de nombres a las estructuras indicadas en sus esquemas.

Protistas-hongos

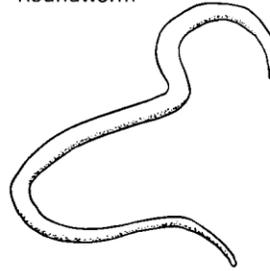
Vorticella



Paramecium



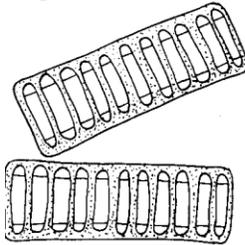
Roundworm



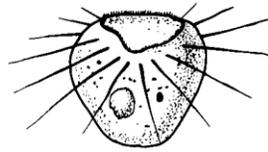
Cyclops



Fragilaria



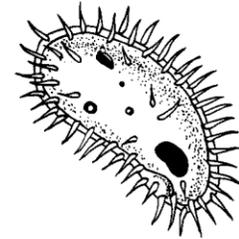
Halteria



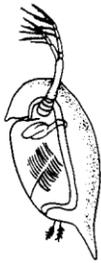
Euglena



Stylonychia



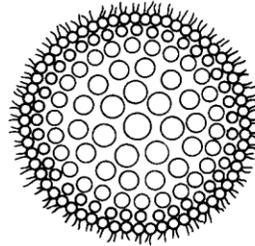
Daphnia



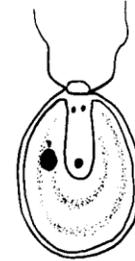
Stentor



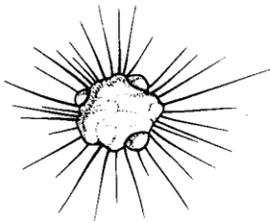
Volvox



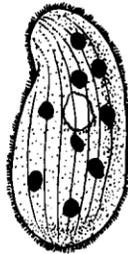
Chlamydomonas



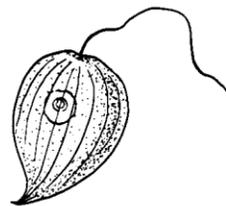
Actinophrys



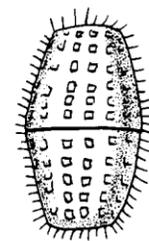
Colpidium



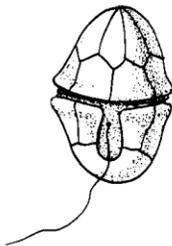
Phacus



Coleps



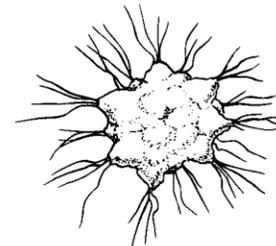
Gonyaulax



Rotifer



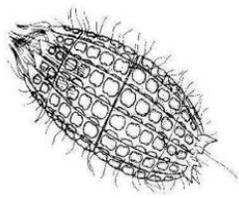
Synura



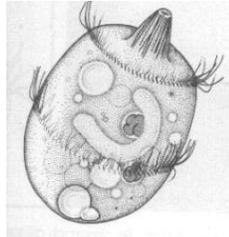
ORGANISMOS QUE PUEDEN SER OBSERVADOS EN EL AGUA DE CHARCA.

Protistas-hongos

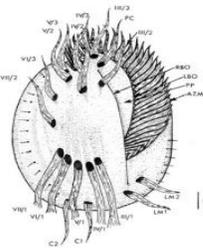
Las siguientes figuras son algunos ejemplos de protistas que se pueden encontrar en las muestras de agua:



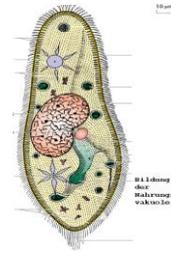
Coleps



Didinium



Euplotes



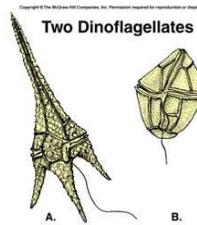
Paramecium



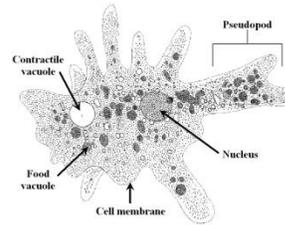
Stentor,



Stylonichia



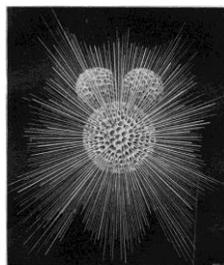
Dinoflagelados



Amoeba proteus

Paramecium

Stylonichia



Globigerina



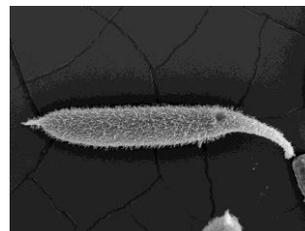
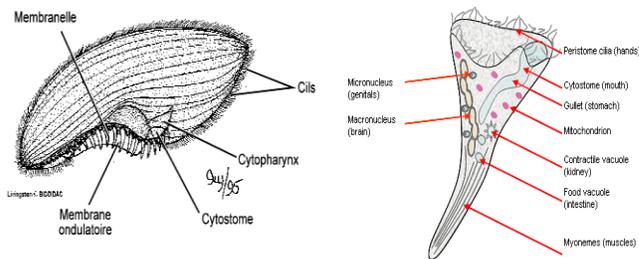
Radiolaria



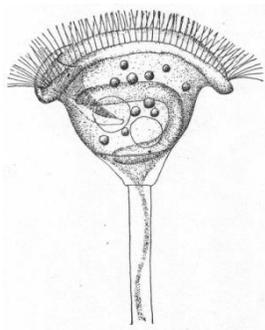
Foraminiferos



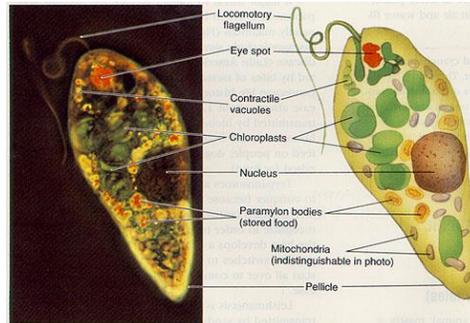
A. proteus



Blefarisma



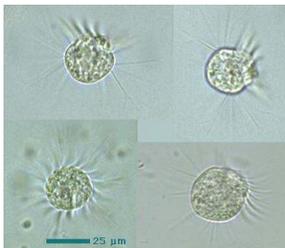
Stentor



Dileptus



Vorticella



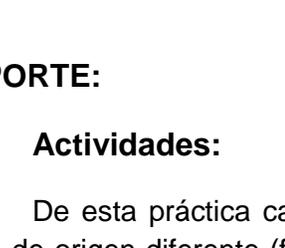
Euglena



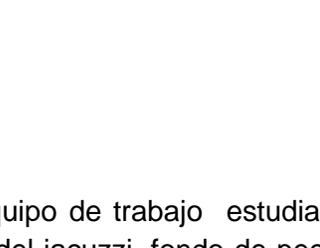
Anphyleptus



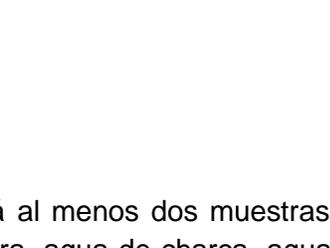
Halteria



Condylostoma



Spirostomon



REPORTE:

1. Actividades:

De esta práctica cada equipo de trabajo estudiará al menos dos muestras de agua de origen diferente (fondo del jacuzzi, fondo de pecera, agua de charca, agua de la presa, del arroyo de Ensenada, aguas negras, etc.) y de cada muestra, completar el siguiente informe:

- 1.- Cual es el origen de la muestra.
- 2.- Que grupo de protozoarios fue más abundante.

3.- Si en la muestra analizada aparecieron sarcodarios, diga:

1. Como logró su observación.
2. Que aumento usó para ello.
3. Que evidencias ofreció el organismo para que Ud. lo ubique como sarcodario.
4. Qué actividad realizaba el organismo cuando Ud. lo veía.
5. Qué tipo de pseudópodos formaba.
- 6.Cuál es el aspecto que presentó el protoplasma.

4.- Si la muestra observada presenta ciliados, indique:

1. Con que aumento de los lentes del microscopio logró su observación.
2. Que evidencias ofrecieron estos organismos para que Ud. los identificará como ciliados.
3. Que organelos presentaba, que usted reconoció de inmediato.
4. En qué proporción se presentaron estos organismos en relación con otros protistas (pocos, regular, abundantes...).
5. Por sus observaciones con los ciliados, que puede comentar usted sobre la actividad de estos animales.

5.- Que otro tipo de organismos (vegetales o animales) aparecieron en sus muestras y cuál cree que sea la relación que guardan entre ellos..?

6. Esta práctica es para realizarse en la sesión de laboratorio por los integrantes de cada mesa de trabajo. La entrega del reporte deberá contener:

1.- Los esquemas de los organismos observados e indicar los organelos reconocibles (utilice el formato que se anexa después de este apartado, repitiéndolo para el reporte de cada organismo).

2.- Describir la función de los organelos señalados en los esquemas.

3.- Breve descripción biológica de cada organismo, debidamente documentado por medio de la consulta bibliográfica y en páginas de la red.

4.- Completar el informe con las preguntas anotadas arriba.

7. Protistas:

Esquema del organismo observado

Aumento:

1. Patrón de movimiento:

2. Velocidad de movimiento:

3. Grupo de protocista al que pertenece:

4. Coloración:

5. Observación adicional:

BIBLIOGRAFÍA RECOMENDADA:

Jahn, T.L. Bovee, Z.C. & F.F. Jahn. 1995. How to know the protozoa. W.M.C. Brown Co. Dubuque. 29 pags.

COLECTA, CULTIVO Y OBSERVACIÓN DE PROTISTAS

PRINCIPIO:

Los protozoos son organismos que se encuentran en cuerpos de agua dulce, salobre, salada, sobre tierra húmeda o viviendo como parásitos confinados en huéspedes específicos. Para su estudio se requiere de su colecta en plantas sumergidas, hojas en descomposición, espuma de superficie, en el fango o de los organismos huéspedes a los que parasitan.

OBJETIVO:

Colecta y cultivo de protozoarios de vida libre

MATERIAL:

6-8 frascos de plástico con tapa de 250 ml

Embudo Buckner de 250 ml

6 matraces de 500 ml

6-8 portas y cubreobjetos

Pipeta de 10 ml con bulbo

1 pizeta de 500 ml

1 Tubo de vidrio para hacer micropipetas

Discos de Papel filtro Whatman #2 y 4

Etiquetas o cinta "masking tape"

Libreta de campo, Lápiz 2H

1 caja de plástico tipo pescador (transporte de material)

Equipo:

1 mechero Bunsen o Fisher

1 microscopio compuesto

Material biológico:

Heno, paja de trigo, granos de cebada, granos de arroz, etc.

Muestras de agua de charca.

MÉTODO

En la obtención de las muestras de agua, procurar que ésta sea de diferentes lugares. Seleccionado el cuerpo de agua a muestrear, con el frasco

de boca ancha procurar coleccionar agua con sedimentos, con vegetación sumergida, con materia orgánica, etc. En este proceso se puede auxiliar con la pipeta de 10 ml con bulbo, para obtener muestra del fondo por medio de la succión.

Cada muestra obtenida deberá de etiquetarse con los datos requeridos como: procedencia, fecha, nombre del colector, nivel de colecta, tipo de charca (dulce, salobre, marina).

Los frascos se taparán para su transporte al laboratorio de la Fac. de Ciencias y una vez ahí, destaparlos para que se oxigenen. Después de 4 o 5 días, continuar con el trabajo de laboratorio.

Las muestras con protozoarios requieren de reducir su volumen por medio de filtración rápida. Para esto, la filtración se hace en un embudo *Buckner* de 250 ml al que se le pone papel filtro *Whatman* número 4. El agua que pasa a través del filtro se colecta y con ella se llena a $\frac{3}{4}$ una pizeta de 500 ml.

Una vez que se logró el filtrado, se retira el disco de papel y se lava con el agua filtrada del medio y se procura obtener el sedimento atrapado en el filtro, que será recibido en el frasco de cultivo general, el cual se limpió previamente.

El frasco con los protozoarios obtenidos se deposita en un lugar fresco y en luz difusa. En un lapso de 10-12 horas se observaran los fitomastígidos concentrados en el lado del recipiente que da a la luz. Los sarcodarios se encontraran en el fondo entre los sedimentos.

TÉCNICAS ESPECÍFICAS DE COLECTA DE PROTISTAS

RECOLECCIÓN DE SARCODARIOS (FORAMINÍFEROS).-

Los caparazones de foraminíferos se pueden obtener fácilmente de la arena fina depositada por las olas que mueren en la playa. De esta arenilla, después de secar en la estufa a 45 °C, se deposita en una caja de petri y se buscan los restos de estos animales bajo el estereoscopio. Los caparazones se colectan con un pincel fino o agujas de disección y luego se pegan en tiras de cartón negro diseñados para ello.

RECOLECCIÓN DE polimastígidos simbioses.-

En las termitas se encuentran ya que ayudan a transformar la celulosa de la que se alimentan.

RECOLECCIÓN DE esporozoarios.-

En las cucarachas puede encontrarse *Gregarina* y en las vesículas seminales de la lombriz de tierra se encuentran casi siempre organismos del género *Monocystis*.

RECOLECCIÓN DE PROTOZOARIOS PARÁSITOS.-

Habría que buscarlos en los organismos que los albergan como ranas, sapos, cucarachas, termitas, lombrices de tierra, etc, los cuales se desarrollan en el tracto digestivo u otros órganos internos, por lo que será necesaria la disección. En la cavidad oral y branquial de los vertebrados se albergan sarcodarios y en el tubo digestivo de casi todos los animales se encontrarán. En la cloaca de las ranas es común encontrar diversas especies de parásitos.

TÉCNICAS ESPECÍFICAS DE CULTIVO DE PROTISTAS

Notas generales para todos los cultivos.-

1. Almacenar los cultivos en zonas de luz moderada a tenue, a una temperatura de 20 - 21 grados C.
2. Las observaciones diarias de su cultivo pueden proporcionar una valiosa lección de la dinámica de la población.

CULTIVO DE SARCODARIOS (AMIBAS).-

Muchas especies de sarcodarios como *Arcella*, *Pelomyxa* y *Diffugia* se encuentran en aguas estancadas oscuras o sombreadas. Se desplazan sobre los fondos lodosos cubiertos de veg. muerta o materia orgánica en descomposición. Llenar 2 o 3 recipientes con el material colectado y agregar unos granos de arroz en el fondo. Al cabo de unos días, las amibas se encontraran en la periferia de los granos de arroz.

CULTIVO DE SARCODARIOS (*AMOEBIA PROTEUS*).-

Llenar un matraz con 200 ml de agua destilada y en el centro unos granos de arroz. Después de unos 6 días, sembrar las amibas y agregar unos 5 ml de cultivo de *Chilomona*, cubrir con una gasa y poner en lugar fresco y en luz difusa. Después de dos semanas se notara un anillo blanquecino alrededor de los granos de arroz y es ahí donde se ubican las Amebas en cultivo.

CULTIVO DE FLAGELADOS (ESPECIAL ÉNFASIS EN *Chilomona* Y OTROS FLAGELADOS INCOLOROS).-

Llenar un matraz con unos 200 ml de agua de charca filtrada y en el fondo unos granos de arroz. Después de unos días, inocular los flagelados deseados, cubrir con gasa y conservar a temperatura ambiente y luz difusa.

CULTIVO DE CILIADOS DE AGUA DULCE.-

Estos organismos se cultivan fácilmente en una infusión débil de heno, pan, galletas, hojas de lechuga, etc. Los frascos que contengan las infusiones deberán permanecer destapados a fin de que proliferen las bacterias. Luego, sembrar material con ciliados como hojas sumergidas o espuma superficial.

CULTIVO DE CILIADOS (*Paramecium*)-

Estos organismos se pueden cultivar en "infusión de heno", para ello se requiere hervir un litro de agua de un estanque o charco. Al primer hervor añadir un puñado de heno o paja y hervir durante otros diez minutos. Dejar esta mezcla en reposo durante dos o tres días. Añadir 25-50 mililitros de la muestra.

CULTIVO DE CILIADOS (*Vorticella*)-

1. Estos organismos se pueden cultivar en Solución de trigo, para ello se requiere hervir 100 mililitros de agua de un charco durante diez minutos. Colocar en el refrigerador, añadir cinco granos de trigo al agua refrigerada. Dejar reposar esta mezcla uno o dos días, entonces inocular el medio de cultivo con una o dos cucharadas de su muestra.

2. Solución de huevo, para ello hervir un huevo y obtener una pizca (1/4 gramos) de la yema en recipiente con una pequeña cantidad de agua para formar una pasta. Añadir a la pasta, 1 litro de agua de estanque y deje reposar durante dos días antes de la inoculación.

CULTIVO DE CILIADOS (*Stentor*)-

Estos organismos se pueden cultivar en Solución de arroz, para ello siga las instrucciones para la solución de trigo, pero añada cinco granos de arroz en lugar de trigo.

CULTIVOS MIXTOS DE PROTOZOARIOS.-

Estos cultivos se pueden mantener fácilmente añadiendo de vez en cuando pequeñas cantidades de infusión de heno o polvo de lechuga seca al agua donde se mantiene el cultivo. Aquí se pueden obtener representantes

como *Chilomonas*, *Paranema*, *Bodo*, *Arcella*, *Amoeba*, *Paramecium*, *colpoda*, *Stylonichia*, *Euplotes*, etc.

TÉCNICAS DE DISMINUCIÓN DE LA VELOCIDAD DE DESPLAZAMIENTO DE PROTISTAS

1. DISMINUYENDO LA VELOCIDAD DE DESPLAZAMIENTO DE PROTISTAS:

Son muchos los medios por los cuales uno puede disminuir la velocidad de desplazamiento de los protistas, entre los métodos más simples y usados son los siguientes:

1. Disminución de temperatura: a 4 0C.
2. Anestesia: añadir un poco de tabaco a la muestra.
3. Medio denso: Glicerina, Metil-celulosa,
4. Obstáculos: Fibras de algodón.

Técnica de 'Metil-celulosa':

1. Mezclar 3 g de Metil-celulosa en 100 ml de agua destilada.
2. Colocar en un portaobjetos escavado una gota de muestra, mas una gota de sol. de metil-celulosa y unas fibras de algodón (pocas).
3. Cubrir con cubreobjetos y realizar las observaciones al microscopio.

TINCIÓN DE PROTISTAS

PRINCIPIO:

Los protozoarios, organismos unicelulares han sido considerados por muchos como organismos simples, sin embargo en esta aseveración es importante reflexionar sobre su simplicidad ante el hecho de que organismos constituido por una sola célula puede realizar todas las funciones vitales.

Hechos: son capaces de vivir cumplir todas las funciones básicas de un organismo vivo (nacer, crecer, alimentarse, respirar, excretar, reproducirse y morir), pueden vivir en distintos medios a través de modificaciones corpóreas, de adaptarse a condiciones extremas, tener mecanismos de percepción del mundo externo y de tener organelos especializados en la captura de alimento y defensa.

OBJETIVO:

Reconocimiento de diversas estructuras y organelos de los protozoarios, a través de la aplicación de distintos colorantes.

MATERIAL:

5 portaobjetos

10 cubreobjetos

10 goteros (o pipetas Pasteur)

Distintos colorantes (mínimo 10)

Mechero de alcohol (o lámpara de alcohol)

Papel toalla,

Papel seda

Cuaderno de notas

Bibliografía especializada.

EQUIPO:

Microscopio compuesto

MATERIAL BIOLÓGICO:

Cultivos de diferentes protistas

MÉTODO:

Limpie perfectamente la parte mecánica del microscopio con papel toalla y con papel seda los lentes del ocular y de los objetivos.

En su portaobjetos coloque una gota de colorante, haga un frotis y páselo a través del mechero de alcohol para secarlo ligeramente.

Añada a su portaobjetos teñido una gota del cultivo seleccionado, coloque su cubreobjetos.

Monté la laminilla sobre la platina, enfoque con la lupa y enseguida cambie al lente de mayor aumento en forma gradual hasta llega al de 40x. Habiendo obtenido una buena una imagen, esquematice a detalle lo observado.

Anote en el cuadro de observaciones los resultados obtenidos (que estructura observe con mayor claridad con cada uno de los colorantes, que colorante fue más eficiente para la observación de determinado organelo, porque es eficiente el uso de un colorante específico (como actúa el colorante con relación a la composición química de determinada estructura).

Repita lo anterior para cada una de los cultivos con que cuenta.

TÉCNICAS ESPECÍFICAS DE TINCIÓN DE PROTISTAS

TINCIÓN DE PROTISTAS EN VIVO.-

En todos los casos se puede observar protozoarios vivos poniéndolos en soluciones isotónicas o por medio de frotis teñidos con colorantes vitales como rojo neutro o azul de metileno en solución acuosa 1/1000

TINCIÓN DE SARCODARIOS (FORAMINÍFEROS).-

El Rosa de Bengala es el colorante usado para la tinción de foraminíferos y radiolarios y sarcodarios en general, el cual se prepara agregando un gramo de colorante seco en 1000 ml de agua destilada.

REPORTE:

En esta parte de la práctica, reportar los organelos o estructuras que fueron destacadas por cada uno de los colorantes citados en el cuadro siguiente, aunado a esto resuelva el cuestionario anexo.

CUADRO DE OBSERVACIONES

	<i>flagelado</i>	<i>ciliado</i>	<i>Sarcodinos</i>	<i>sporozoo</i>
Azul de metileno				
Rojo de metilo				
Sol. Lugol				
Azul de algodón				
Verde Jano				
Sudan III				
Rojo Congo				
Acetocarmín				
Púrpura de bromocresol				

Cuestionario

1. Qué estructura pudo reconocer en los diferentes protozoarios observados?
2. Que colorante fue más eficiente en la tinción del núcleo y Porqué?
3. Que colorante revelo con mayor eficiencia los organelos de locomoción?
4. Que recomendaciones generales puede hacer para el uso de estos colorantes?

5. Que colorante fue más eficiente en la revelación de vacuolas alimenticias?

OBSERVANDO ALGUNOS PROCESOS DE LOS PROTISTAS

OBJETIVO:

Conocer los principales procesos fisiológicos de los protistas: alimentación, mantenimiento del equilibrio hídrico, reproducción y capacidad de movimiento.

MATERIAL:

10 portaobjetos

10 cubreobjetos

2 portaobjetos excavados

Gotero

Vaso de precipitado de 250 ml.

Varilla de vidrio para agitar.

Guantes protectores de temperatura.

Agitador magnético

Tiras para medir pH

Palillos de dientes

Algodón (unas cuantas fibras)

Reactivos:

Rojo congo

Metil-celulosa

Sol. Salina

Etanol al 70 %.

Agua destilada.

Equipo:

Termoplato

Bascula

Cronometro

Material biológico:

20 grms. Levadura

1. Observando el proceso de alimentación en *Paramecium*:

TÉCNICA DE LEVADURAS TEÑIDAS CON ROJO CONGO.

Esta técnica permite observar la ingestión de levaduras a través del canal oral de *Paramecium* y posteriormente ir siguiendo el proceso de digestión de las levaduras hasta su expulsión por el citopigio (temporal). El rojo congo tiene un

pH de 5.0 y al ir cambiando su pH a través del proceso de degradación de las levaduras lo vira a 3.0 aproximadamente en el que vira al color azul.

PROCEDIMIENTO:

1. Tiña levaduras con rojo congo, añadiendo 3 g de levadura seca a 10 ml de agua destilada. Hierva por 5 minutos y deje enfriar hasta temperatura ambiente para su utilización.
2. En un portaobjetos coloque un anillo de metil-celulosa, en el centro de este una gota de muestra y una gota de levadura teñida, coloque unas fibras de algodón y proceda a la observación microscópica.
3. Realice observaciones cada 2 min durante 10 min.

Nota: observe la forma y color inicial de la levadura, anote los cambios de forma y coloración de la levadura, e indique cuanto tiempo tarda el ciclo de permanencia de esta partícula alimenticia en *Paramecium*.

2. **Observando la osmoregulación en *Paramecium*:**

TÉCNICA DETERMINACIÓN DE ACTIVIDAD DE VACUOLAS CONTRÁCTILES.

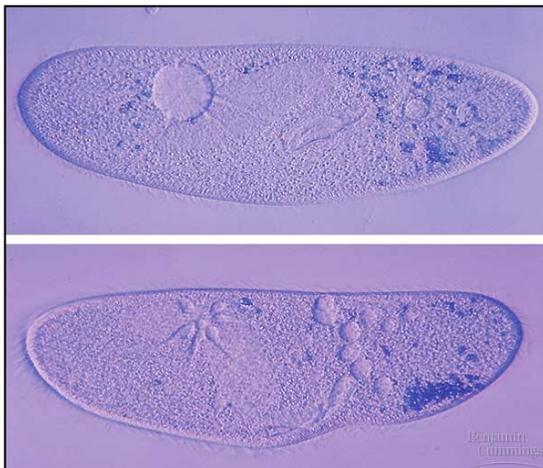
PRINCIPIO:

Los protistas de agua dulce viven en donde la concentración osmótica en su ambiente externo es mucho menor que la de su citoplasma. Más específicamente los hábitats donde ellos viven son hipotónicos para su citoplasma. Como resultado de sus membranas semipermeables, al organismo continuamente ingresa agua (el agua se difunde a un medio de alta concentración osmótica). El organismo requiere mantener la homeostasis a través del bombeo continuo de de agua hacia el exterior de la célula, este proceso se llama osmoregulación e implica el funcionamiento de las vacuolas contráctiles.

MÉTODO:

1. En un portaobjetos coloque un anillo de metil-celulosa, en el centro de este una gota de muestra y unas fibras de algodón. Proceda a la observación microscópica.
2. Localice las vacuolas contráctiles, obsérvelas cuente el número de pulsaciones por minuto, durante 5 minutos, al menos tome nota de 3 organismos.
3. Añada una gota de sol. salina.- Vuelva a hacer sus observaciones como en el caso anterior.
4. En otra muestra, añada una gota de agua destilada y realice sus observaciones.

Nota: Elabore 3 graficas de los datos obtenidos, analice los datos y realice una discusión y saque conclusiones de sus resultados.



Diástole: Llenado

Sístole: Vaciado

3. **Observando la reproducción en *Coleps*.**

PRINCIPIO:

En el ciliado *Coleps*, con sus ornamentaciones exteriores es posible observar a la parte antigua de la parte nueva producto de su fisión binaria (la parte oscura es la más antigua y la región más clara la más nueva).

MÉTODO:

Realice sus observaciones a 400 x.

NOTA GENERAL: Al finalizar su práctica lave todos sus portaobjetos y cubreobjetos con agua y jabón, posteriormente límpielos con etanol al 70 %.

REPORTE:

1. A través de la técnica de disminución de mov. De los protistas, indique los movimientos observados en ciliados, mastigóforos y sarcodinos.
2. Reporte sus resultados de tiempo de proceso de digestión de levaduras por *Paramecium* y todas sus observaciones, explique el proceso de alimentación en ciliados, desde la captura del alimento hasta la expulsión de restos de la digestión.
3. Reporte con gráficas, discusión y conclusión, lo referente a la osmoregulación en *Paramecium*.
4. Reporte el número de *Coleps* en que pudo distinguir la zona antigua de la nueva.

OBSERVACIÓN DE PROTISTAS "*in vitro*"

PRINCIPIO:

Para el estudio de los protistas en esta práctica es necesario contar con los especímenes preservados para poder hacer las observaciones iniciales respecto a la diversidad morfológica que presentan los diferentes grupos y con la ayuda de la literatura especializada obtendremos la información complementaria de ellos.

OBJETIVO:

Reconocimiento de la diversidad morfológica de los protistas por medio de preparaciones fijas.

MATERIAL:

Papel toalla

Papel seda

Cuaderno de notas

Bibliografía especializada.

Equipo:

Microscopio compuesto.

Material biológico:

Preparaciones de diferente protistas (*Amoeba*, *Didinium*, *Euglena*, *Giardia lamblia*, *Gregarina*, *Paramecium*, *Stentor*, *Vorticella*, foraminíferos y *radiolarios*)

MÉTODO:

Limpie perfectamente la parte mecánica del microscopio con papel toalla y con papel seda los lentes del ocular y de los objetivos.

Monté la laminilla sobre la platina, enfoque con la lupa y enseguida cambia al lente de mayor aumento en forma gradual hasta llega al de 40 x. Habiendo obtenido una buena una imagen, esquematice a detalle lo observado.

Repita lo anterior para cada una de las preparaciones proporcionadas por el facilitador y posteriormente trate de dar nombre a las diferentes estructuras dibujadas ayudase con la bibliografía.

REPORTE:

1. En esta parte de la práctica, reportar los esquema a detalle de los organismo con lo nombre de cada una de su partes.
2. Presentar y /o enviar al facilitador la imagen electrónica de cada uno de los organismos observados.
3. Realice las siguientes actividades extraclase:
 1. Presente 3 preparaciones fijas generadas a partir de su cultivo de protistas.
 2. Elabore 3 preparaciones fijas utilizando las técnicas investigadas y con el uso de algún colorante que destaque alguna característica en particular.
 3. Presente una preparación de *Opalina*.
4. Responda al cuestionario anexo.

CUESTIONARIO:

- 1.- Qué estructura puede reconoce en los diferentes protistas observados?
- 2.- Que semejanza presenta *Paramecium*, *Stentor* y *Didinium*?
- 3.- Que estructura utilizan los sarcodarios para moverse?

- 4.- Observa diferencias morfológicas entre los núcleos de los protozoarios observados ?
5. Que te indica la diversidad morfológica de los organismos observados?
6. Puedes observar el núcleo, las vacuolas, los organelos de locomoción y el citostoma, descríbelos.
7. Describe una técnica para hacer preparaciones fijas de protistas
8. Indica mínimo 5 colorantes específicos para la observación de algunos organélos en específico, incluida su metodología de tinción.

DISTRIBUCIÓN VERTICAL DE LA MICROFAUNA INTERSTICIAL

PRINCIPIO:

Los protistas que forman parte de la fauna microscópica que se encuentra en casi todos los tipos de ambientes, desarrollan un papel importante en la cadena trófica. Muchos de ellos se alimentan de vegetales y animales también microscópicos, otros de material orgánica particulada en forma de detritos orgánico o bien ellos forman parte de la dieta de organismos de mayor talla.

La fauna que vive en la arena se le conoce como psamófila (*psammon* = arena) y un gran número de protozoarios especialmente ciliados y micrometazoarios viven en los espacios intergranulares del sedimento, por lo que se les denomina intersticiales.

La distribución vertical de la fauna intersticial esta dada por la interacción de varios factores, tanto físicos como químicos. Las propiedades mecánicas del sedimento es importante ya que de esto depende el comportamiento del agua en el intersticio y por lo tanto la disponibilidad del oxígeno y sustancias disueltas en ella como material orgánico que les servirá de alimento.

OBJETIVO:

Conocer la distribución vertical de la microfauna intersticial

MATERIAL:

1 "nucleador" para la obtención de muestra de sedimento	3 tubos de plástico de 2 x 3 pulgadas
4 frascos de boca ancha con tapa	3 trozos de malla de mosquitero
2 cajas de Petri de 10 x 20	3 círculos de papel filtro # 4
3 triángulos de vidrio de 7 cm. de lado aprox.	1 cinta métrica de plástico
	1 libreta de campo
	1 lápiz

MÉTODO:

TRABAJO DE CAMPO.-

1. **Recorrer** la zona de colecta y observar con detenimiento los detalles del lugar que sirvan para hacer un mapa de referencia.
2. **Seleccione** un lugar para el muestreo de sedimento, procurando que haya materia orgánica en la superficie del fondo y que presente material limo-arcilloso o arenoso de preferencia. Ubicar el lugar de colecta en el mapa elaborado.
3. **Cada equipo** colectara con el nucleador. Para esto, ver que el embolo del nucleador este a fondo y ejercer presión sobre el sedimento y simultáneamente, ir halando el embolo hacia arriba para que el sedimento quede contenido en la cámara del nucleador. Cuando este llena la

cámara, retirarlo y obtener muestras de sedimento de las siguientes profundidades:

a.- 0-2cm b.- 2-4 cm c.- 4-8 cm

4. **Cada muestra** de sedimento deberá depositarse en cada uno de los frascos con tapa, etiquetar con los datos necesarios (profundidad lugar, fecha, etc.) A cada frasco con sedimento, agregar un poco de agua del medio previamente filtrada. Poner las muestras en un lugar sombreado y prepararlas para su transporte a laboratorio de la F.C.

En otro frasco, llevar agua del medio (filtrada) y anotar su procedencia.

TRABAJO DE LABORATORIO:

1. **Poner** en una caja Petri mas o menos 30 ml de agua del medio previamente filtrada y con un triángulo de vidrio.
2. **Para** cada uno de los tubos de plástico de 2 x 3 pulg, atar con una banda de hule un papel filtro del No 4 sobre la malla de mosquitero, asegurándose que quede bien fijo al tubo.
3. **Con ayuda** de una cuchara, depositar en el interior del tubo el sedimento colectado y por encima de el, hielo triturado en la misma proporción que el sedimento.
4. **Hecho lo anterior**, colocar el tubo sobre el triangulo de vidrio que esta dentro de la caja de Petri. **Cuidar** que la malla solamente toque el nivel del agua, observando que se forme un menisco.
5. **Repetir** el procedimiento con las muestras restantes, cuidando de anotar los datos de identificación de cada una de las muestras en proceso de extracción de protozoarios.

6. **Mantener** el proceso de extracción de microfauna por 20 minutos y hacer un cambio de caja con agua filtrada para que continúe la extracción por otros 20 o 30 min.
7. **Observar** al estereoscopio el contenido de la muestra de la primer extracción contenida en la caja de Petri; Haga las preparaciones temporales para observar a detalle los organismos encontrados.
8. **Hacer esquemas** de los organismos encontrados en cada nivel de extracción, acompañadas de una breve descripción biológica obtenida de la bibliografía.
9. **Repetir el procedimiento** con cada una de las extracciones realizadas en cada uno de los niveles de extracción.

REPORTE:

Incluir toda la información obtenida y anotada en la libreta de campo y actividades de laboratorio, así como esquemas de los organismos encontrados en cada nivel de extracción.

En la hoja anexa se esquematiza los artefactos necesarios para esta práctica.

OBTENCIÓN, OBSERVACIÓN Y PREPARACIÓN DE PROTOZOARIOS PARÁSITOS

PRINCIPIO:

Los protistas parásitos son organismos altamente especializados que han desarrollado la capacidad de vivir en diferentes metazoarios, de tal forma que se pueden encontrar fácilmente dentro de los órganos internos de sus huéspedes. Algunos de estos protozoarios forman relaciones simbióticas con sus hospederos, pero la mayoría de ellos son 100% parásitos.

La cavidad oral y branquial de algunos vertebrados alberga amibas. El tubo digestivo de casi todos los vertebrados y muchos invertebrados es rico en protozoarios parásitos. En la cloaca de las ranas y sapos es frecuente encontrar varias especies de ellos. En la sangre de los vertebrados terrestres también se pueden presentar protozoarios del grupo de los esporozoarios y flagelados.

En el tracto digestivo de las termitas se encuentran polimastigidos simbioses, que ayudan a transformar la celulosa de la que se alimentan.

Más del 50 % de las cucarachas del género *Blatta*, *Blattella* y *Periplaneta*, albergan en sus tractos digestivos protozoarios del género *Gregarina*.

En las vesículas seminales de las lombrices de tierra, presentan invariablemente protozoarios del género *Monocystis*.

Los protistas se pueden observar en vivo una vez obtenidos de sus hospederos. Se colocan en soluciones isotónicas o bien por medio de frotis teñidos con colorantes vitales como rojo neutro o azul de metileno, preparados en diluciones al 1:1000

OBJETIVO:

Obtener y preparar protozoarios parásitos para su estudio.

MATERIAL:

(Por equipo de trabajo, disectar al menos tres organismos)

Estuche de disección

Charola de disección

3 cajas de Petri de plástico

Pizeta de 500 con agua

Pipeta Pasteur

10 frascos homeopáticos

Guantes de hule desechables

6 portaobjetos

6 cubreobjetos

40 alfileres largos de modista 1 paquete
navajas rasurar de dos filos

1 frasco de con tapa,

1 torunda de algodón

1 tira de foam de $\frac{1}{2}$ 3 x 6

Papel secante

Etiquetas autoadheribles

20 canicas

Reactivos:

Cloroformo

Extracto de nicotina

Suero fisiológico

Colorantes vitales: rojo neutro y azul de metileno (ver formula)

Equipo:

Microscopio estereo/compuesto.

Material biológico:

Cucaracha, chapulín, termitas, lombriz de tierra, rana, lagartija, pez, etc.

MÉTODO:

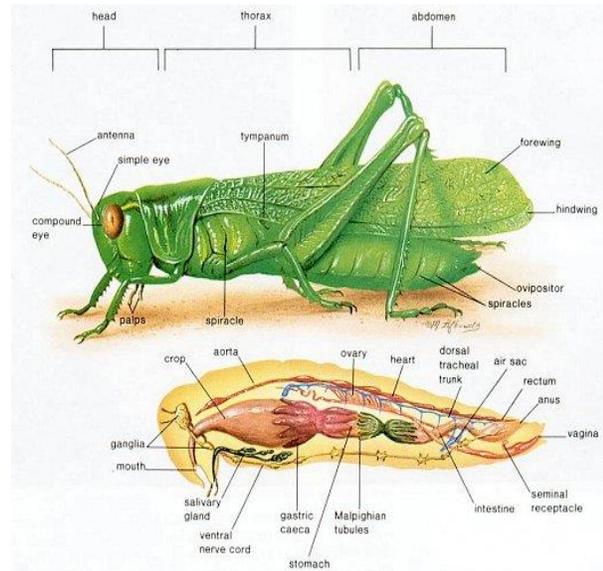
El material biológico a revisar necesariamente debe **estar vivo** y habrá que sacrificarle y extraer las vísceras. Dentro de ellas se buscará los parásitos.

Según el ejemplar a sacrificar, será el método a seguir.

Dentro del frasco con tapa, poner en el fondo una capa de canicas o trozos de hule; encima de torunda embebida en cloroformo y cubrir con papel secante o un disco de cartoncillo y cerrarlo muy bien. Se trata de crear una cámara de gas en la cual se depositará los organismos a anestésiar.

CUCARACHA, CHAPULÍN:

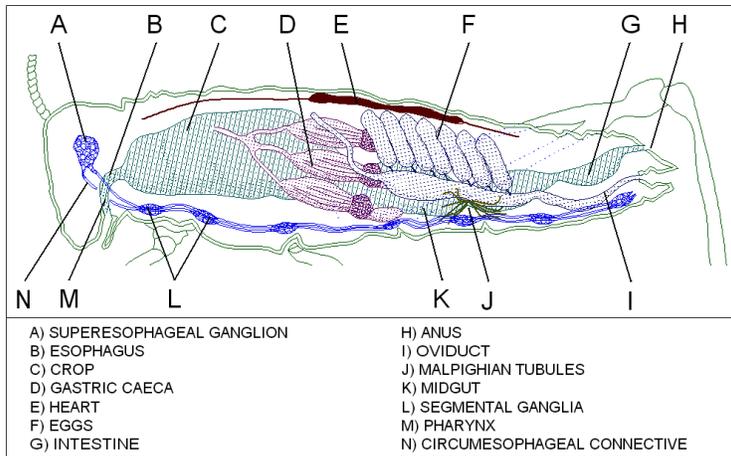
1). **Meter** estos organismos por unos minutos dentro del frasco con anestésico. Cuando veamos que el animal queda inmóvil, con unas pinzas sacarlo y ponerlo sobre la tira de “foam” con la superficie ventral hacia arriba.



2.- **Fijarlo** con un alfiler al “foam” a la altura del cefalotórax, con las tijeras eliminar los apéndices, para que la región ventral quede al merced del cirujano(a).

3.- **Con las tijeras** de punta afilada, cortar la parte terminal del abdomen y por los bordes derecho e izquierdo del mismo, hasta la región del cefalotórax. Se trata de levantar la cubierta ventral del abdomen para que se puedan extraer las vísceras del cadáver.

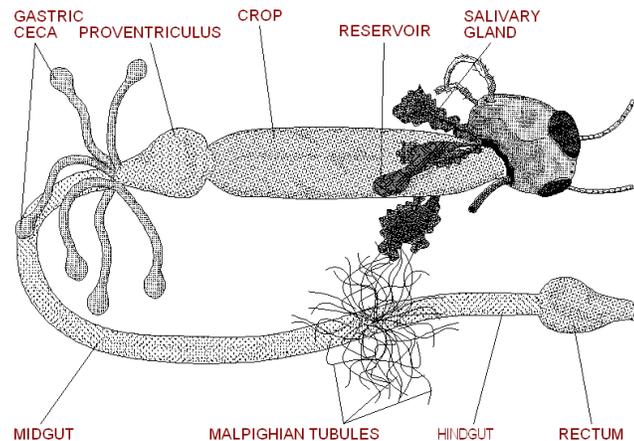
4.- Con las pinzas, extraer las vísceras del organismo muerto y depositarlas dentro de una caja Petri con un poco de suero fisiológico. Con las agujas de disección, extender las vísceras y con el bisturí o tijeras, cortar en secciones cortas; cortar a lo largo de cada sección y raspar su contenido y ver que quede libre en el suero fisiológico. Realizar esto observando bajo el estereoscopio.



cortas; cortar a lo largo de cada sección y raspar su contenido y ver que quede libre en el suero fisiológico. Realizar esto observando bajo el estereoscopio.

5.- Con las agujas de disección, agitar de los restos viscerales para liberar todo el contenido intestinal de su ejemplar y que queden suspendidas en el líquido Fisiológico.

6.- Dejar reposar por 10 minutos la caja de Petri con los restos obtenidos del intestino. En seguida, empezar a buscar protistas por medio de la preparación de frotis en fresco. Como en las prácticas anteriores, tenga en cuenta los “**puntos finos**” para la elaboración de laminillas.



7.- Monte a la platina del microscopio, enfoque con la lupa, regule la luz, localice algún objeto móvil de interés y cambie al objetivo que sea necesario para lograr la mejor observación. Haga un esquema detallado del organismo encontrado.

8.- Busque detenidamente en toda la preparación moviendo la platina a los lados, frente y atrás, para cubrir toda la preparación en la búsqueda de formas de vida presentes.

No desespere si a la primera no observa nada. Recuerde que los protistas son animales pequeños; puede haber móviles e inmóviles y es necesario **manejar en forma adecuada la luz del microscopio** para lograr una buena imagen.

9.- Elabore cuantas preparaciones sea necesario hasta agotar en ello la muestra en observación. Elabore esquemas de los parásitos obtenidos en su libreta de laboratorio, indicando la fuente de ellos.

TERMITAS:

Se localizan en madera en descomposición, que esta húmeda y medio podrida. Al mover o levantar la madera, se podrá encontrar estos organismos, que son de color crema, de 5 a 8 mm de talla, y son fácilmente colectables. Obtener las termitas necesarias y depositarlos dentro de un vial con unos restos de madera para su transporte al laboratorio.

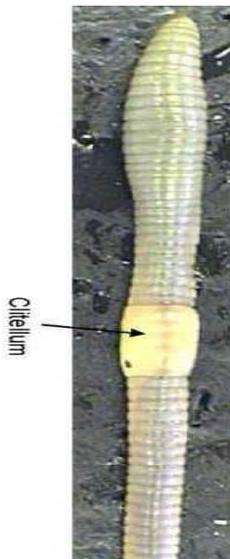
1.- En el laboratorio, depositar uno de estos organismos sobre un portaobjetos, sujetar el cefalotórax con unas pinzas, y con el bisturí contar el extremo del abdomen.



2.- Con una aguja de disección, exprimir el contenido visceral de la termita directamente sobre el portaobjetos (si lo prefiere, haga

esto dentro de un vidrio de reloj); agregue a esto unas gotas de suero fisiológico y mezcle perfectamente hasta que esté en la dilución adecuada.

3.- Haga preparaciones para observar al microscopio y siga los pasos indicados en los párrafos **8 al 10** señalados arriba.



LOMBRIZ DE TIERRA:

Estos organismos son conocidos por todos nosotros y son fácilmente obtenidos escarbando en la tierra de jardín rica en materia orgánica. Procurar obtener ejemplares adultos, los cuales son aquellos que presentan un segmento de anillos engrosados en la parte anterior del animal llamado clitelo.

1.- Dentro de un frasco o vial de plástico con tapa, depositar en el fondo un poco de tierra del medio y ahí depositar unos 3 o 4 ejemplares maduros.

2.- Encima de la tierra colocar unas hojas de las plantas del lugar. Cuidar de que el recipiente tenga aireación por medio de hacer perforaciones a la tapa.

3.- Estos anélidos tienen respiración cutánea, por lo que habrá que sacrificarlas por asfixia **en el laboratorio**, depositar los ejemplares dentro de un recipiente con agua hervida y fría; cuando los organismos queden inmóviles, sacarlos y depositarlos en la tira de "foam".

4.- Extender el organismo sobre el "foam" y en cada extremo clavar un alfiler, estirarlo ligeramente y cuidar de no reventarlos por la tensión.



5.- Con la navaja de rasurar hacer un corte longitudinal en el tercio anterior del animal, que es donde están los órganos que nos interesa obtener (vesículas seminales), en donde abundan los parásitos. Cuidar de que el corte sea solo en la parte de la piel, ayudándose con la aguja de disección para levantar.

6.- Separar a los lados la piel y fijarla con los alfileres a la tira de “foam”. Al término del corte, lavar la parte interna del cadáver con el chorro de agua de la pizeta. Dejar escurrir y con la ayuda de las pinzas, extraer las vesículas seminales. Depositarlas sobre un portaobjetos limpio y seco.

7.- Hacer un macerado de las vesículas y agregar una o dos gotas de agua, mezclar perfectamente y cubrir. Montar a la platina y seguir los pasos indicados del **anteriormente para su observación.**

En las hojas siguientes se anexan figuras de protozoarios parásitos que es probable encontrar en sus búsquedas.



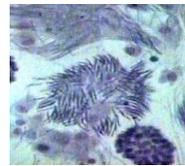
Barbulanympa



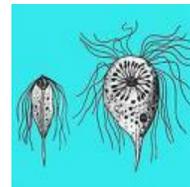
Gregarina



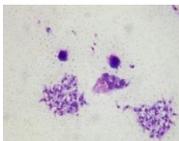
Isospora



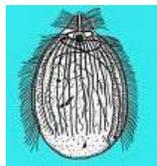
Microjoenia



Monocystis



Toxoplasma



Apospiroynpha



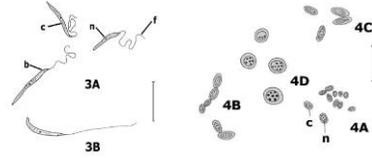
Chilomastix



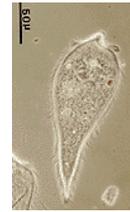
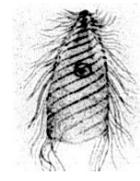
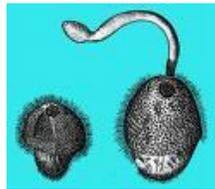
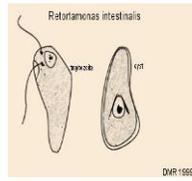
Ciclospora



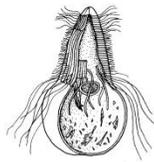
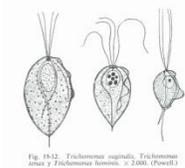
Giardia



Holomastigotoides *Kofoidia* *Macrospironnpha* Parásitos rotoparásitos



Pseudotrichonympha *Retortamonas* *Rostronympha* *Spirotrichonympha*



Tricomonas

Trichonympha

Urinympha

Dientamoeba

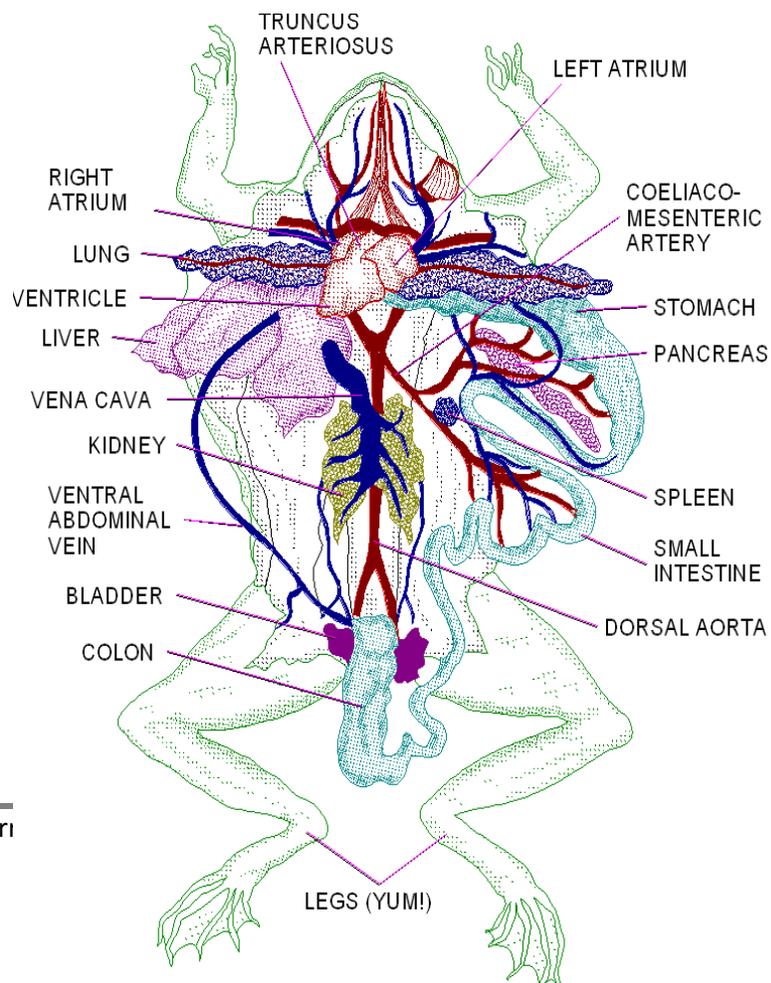
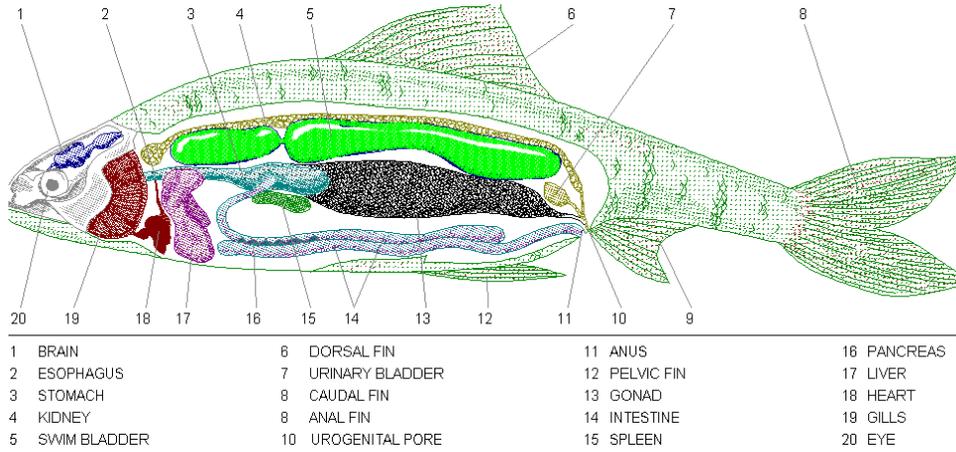
hominis

Si llegan a aparecer protistas diferentes a las figuras anteriores, haga esquemas de ellos lo más detallado posible y agréguelos al reporte.

REPORTE:

Debe incluir la descripción de todas las acciones realizadas para la realización de ésta, así como los esquemas detallados de los protistas encontrados en cada uno de los animales disectados. Consultar la bibliografía para completar la descripción biológica de c/u de los parásitos encontrados.

Si algún equipo decide hacer la búsqueda de parásitos en el interior de un pez o anfibio, se anexan las siguientes figuras que indican los órganos internos de estos vertebrados.



OBSERVACIÓN DE ESTRUCTURAS MICROSCÓPICAS EN FRUTAS Y VERDURAS CONTAMINADAS POR HONGOS

OBJETIVO:

Familiarizarse con estructuras fúngicas.

MATERIAL:

5 portaobjetos

KOH al 5 o 10 %

5 cubreobjetos

Azul de algodón

1 gotero

Equipo:

Palillos

1 microscopio compuesto

Espátula micológica

Material biológico:

Productos químicos:

Productos contaminados por hongos

Agua

MÉTODO:

Siga cuidadosamente los siguientes pasos.

- 1.- Con su espátula micológica tome una pequeña muestra de material fúngico. No es necesario hacer un raspado de la fuente fúngica, simplemente haga contacto con los cuerpos reproductivos.
- 2.- Coloque su material sobre una gota de agua o KOH al 5%, sobre su portaobjetos.
- 3.- Cubra su preparación con un cubreobjetos evitando la formación de burbujas de Newton.
- 4.- Tíñalo colocando una gota del colorante en el borde de su cubreobjetos.

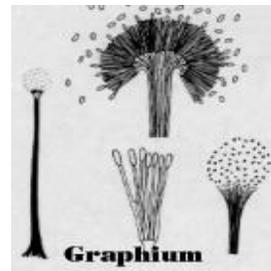
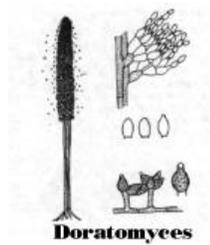
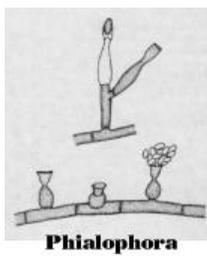
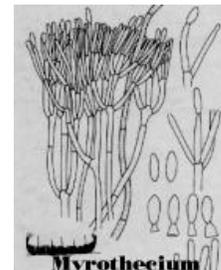
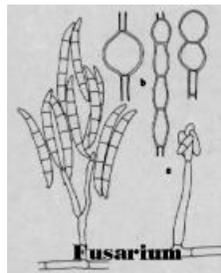
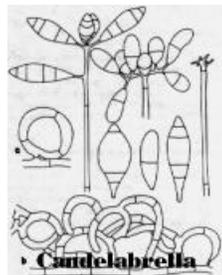
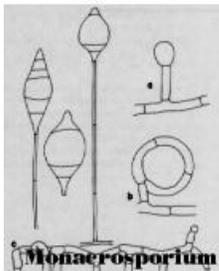
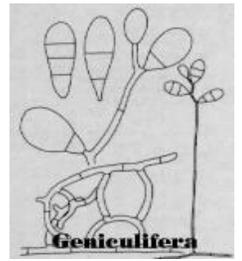
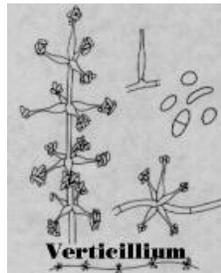
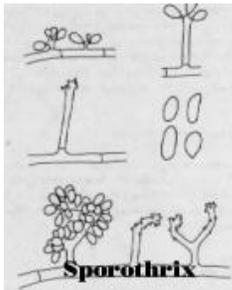
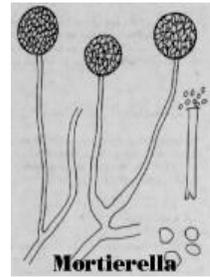
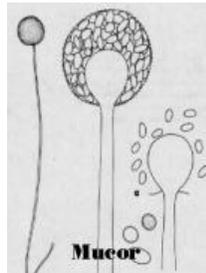
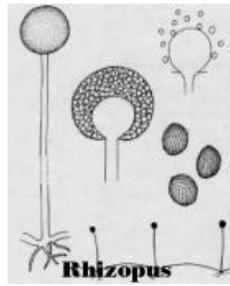
- 5.- Elimine los excesos de colorante con la ayuda de un papel secante.
- 6.- Observe la preparación en el microscopio.
- 7.- Realice los esquemas de los organismos observados (apóyese en los esquema anexo).
- 8.- Identifique los organismos observados, a través de la observación de sus estructuras reproductivas, a nivel de clase o género según sea el caso (apóyese en el esquema anexo)

REPORTE:

- 1.- Enliste los nombres de las estructuras reproductivas observadas.
- 2.- Mencione los hongos contaminantes presentes en su material contaminado.
- 3.- Presente la ubicación taxonómica de cada una de ellos a nivel de clase.
- 4.- Indique la importancia económica potencial de cada uno de los géneros observados.
- 5.- Responda al cuestionario anexo.

CUESTIONARIO:

- 1.- Mencione 5 géneros de hongos contaminantes comunes en nuestra área geográfica:
- 2.- Mencione la importancia sanitaria de hongos contaminantes en nuestra región.
- 3.- presente datos de las pérdidas económicas ocasionadas por la contaminación de frutas y verduras en el mercado nacional.
- 4.- Mencione 3 biotecnias para otorgarles mayor resistencia a los frutos y verduras frente a la invasión por hongos.



SUCESIÓN DE HONGOS EN ESTIÉRCOL

PRINCIPIO:

La sucesión es un fenómeno biológico por el cual una comunidad es sustituida por otra a través del tiempo y que conduce a una comunidad clímax, la cual tiende al equilibrio con los factores ambientales a los que está sometida. A cada comunidad que se establece en la sucesión se le denomina sere o etapa seral, una sere es capaz de sustituir a la antecesora una vez que esta ha modificado las condiciones del ambiente y proveen de un medio adecuado para el establecimiento o proliferación de determinados organismos.

La sucesión es un fenómeno que requiere de largos periodos de tiempo para cambiar desde la primera etapa seral hasta la comunidad clímax, quedando implícita la modificación de la diversidad biológica del ecosistema. Sin embargo, dentro de los grandes ecosistemas existen pequeñas áreas o substratos determinados en los que pueden reconocerse microsucesiones que involucran tiempos más cortos y una menor diversidad de organismos respecto al ecosistema en su totalidad. Algunos de los principales ejemplos de este hecho los encontramos en los materiales decayentes, los cuales sirven de substrato a múltiples organismos, siendo los más típicos, la madera, el humus, el estiércol de animales superiores, que son aprovechados durante sus procesos de degradación por bacterias, hongos, insectos y gusanos.

La composición del material en cuestión permite la invasión de ciertos organismos los que al degradar algunos de los elementos del substrato y al producir sustancias de desecho al medio, preparan una nueva composición del substrato que pueda ser aprovechada por otro tipo de organismos a medida que los primeros van decrementando su actividad y sus poblaciones.

Durante éstos procesos, los hongos juegan uno de los papeles más importantes, por lo que el conocimiento de la micoflora que se sucede a lo largo de un ciclo de degradación es un aspecto de notable interés para comprender cuales son los factores que regulan la sucesión y qué papel juegan cada uno de los elementos en éste fenómeno, dando pauta a un mejor entendimiento del problema de la sucesión ecológica.

OBJETIVOS:

Determinar la micoflora que interviene en la sucesión de la degradación de un material orgánico como el estiércol.

Establecer las posibles relaciones entre los diversos organismos involucrados en la sucesión.

Establecer la interrelación existente entre los organismos encontrados y algunos parámetros físico-químicos previamente analizados.

MATERIAL:

2 goteros

2 vasos de precipitado de 125 ml

2 cristalizadores

1 espátula

Plástico

Equipo:

Báscula

Potenciómetro (o cinta para determinar pH).

Microscopio compuesto

Material biológico:

Muestras de estiércol vacuno fresco.

MÉTODO:

- 1.- Seleccionar muestras de estiércol fresco de ganado vacuno o caballar.
- 2.- Pesar 250 grms de estiércol el cual se mezcla hasta homogeneizar la muestra.
- 3.- Repartir en 2 cristalizadores en cantidades iguales.
- 4.- En cada cristalizador se pone una etiqueta en la que se indica: Tipo de excremento; lugar y fecha de recogida; fecha de inicio del cultivo; nombre del recolector; alguna otra anotación de interés, si ha lugar (datos geográficos, ecológicos, etc).
- 5.- Los cristalizadores se cubren con plástico con el objeto de que la muestra no se deseque. Se realiza el mismo procedimiento para cada una de las muestras.

6.- A cada fracción equivalente se le determina pH.

7.- Se incuban a temperatura ambiente de tal manera que no les dé el sol directamente, tomando una fracción semanalmente, a la cual se le determinarán el pH.

8.-Paralelamente se observará la micoflora que se desarrolla a lo largo del tratamiento, tomando muestras de los organismos colectados y herborizando los cuerpos fructíferos de los macromicetos que se lleguen a presentar.

9.- Los organismos encontrados serán identificados para poder establecer las relaciones entre la micoflora y los parámetros estudiados.

REPORTE:

Debe de incluir los resultados de las actividades, los registros y graficas solicitadas y las respuestas al cuestionario.

a) Actividades:

- 1.- Estudiar la asociación fúngica del medio de copro vacuno, lanar, o de burro.
- 2.- Elaborar una gráfica de sucesión fúngica comparando fructificación-decaimiento/días.
- 3.- Realice un ensayo sobre las observaciones realizadas de los medios estudiados (con amplia discusión).

b) tipo de registro y gráficas esperadas:

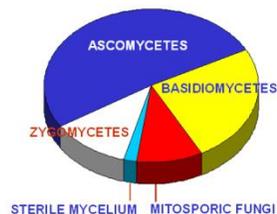


Tabla 1. Géneros y días de esporulación.

	3 días	7 días	14 días	21 días
Zygomycetes				
<i>Pilobolus</i> spp.	*	*		
Ascomycetes.	*	*		
<i>Ascobolus</i> spp.	*	*		
<i>Peziza</i> spp.	*			
Basidiomycetes	*			
<i>Psilocybe</i> spp.		*	*	
<i>Coprinus</i> spp.	*	*	*	*
Total de géneros	9	10	4	2

CUESTIONARIO:

- 1.- ¿Qué características poseen las esporas de hongos coprófilos y por qué?
- 2.- ¿Qué conocimientos reforzaremos sobre los hongos con ésta práctica?
- 3.- ¿Qué significa sucesión fúngica?
- 4.- La desaparición de un paso en la sucesión ¿qué podría provocar? y ¿qué podríamos aprender de esta lección?
- 5.- ¿Qué diferencias metabólicas existen entre los primeros y últimos hongos en una sucesión?

OBSERVACIÓN DE PREPARACIONES FIJAS

OBJETIVO:

Relacionarse con estructuras fúngicas específicas a través de la observación de preparaciones fijas.

MATERIALES:

Papel seda

Libreta de notas

Lápiz

Borrador

Material biológico:

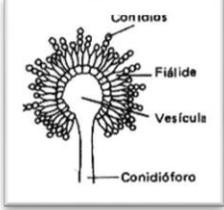
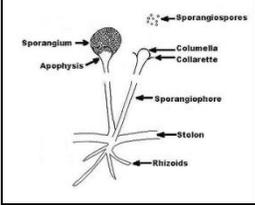
Preparaciones fijas de distintos organismos fúngicos.

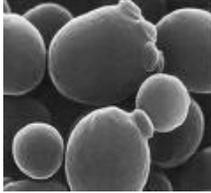
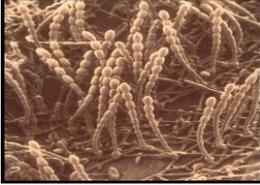
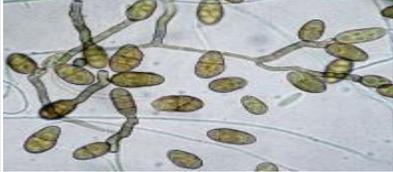
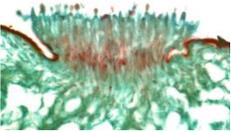
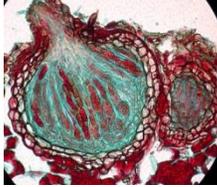
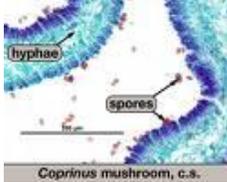
Equipo:

Microscopio compuesto

METODO:

Limpiar perfectamente los lentes de su microscopio, posteriormente ir montando las laminillas en su microscopio e ir realizando las observaciones pertinentes según los esquemas de las siguientes laminas.

<p>1.- <i>Aspegillus sp</i> <i>Observar conidios.</i></p>	<p>2.- <i>Penicillium sp.</i> <i>Observar conidios</i></p>	<p>3.- <i>Rhizopus sp.</i> <i>Observar esporangios</i></p>
		

<p>4.- <i>Saccharomyces</i> <i>sp. Observar</i> <i>yemas</i></p>	<p>5.- <i>Erysiphe graminis</i> <i>Observar conidios</i></p>	<p>6.- <i>Alternaria solani</i> <i>Observar conidios</i></p>
		
<p>7.- <i>Entomophthora</i> <i>muscae Observar</i> <i>conidios</i></p>	<p>8.- <i>Peziza sp. Observar</i> <i>apotecio, ascas y ascosporas</i></p>	<p>9.- <i>Venturia inaequalis</i> <i>Observar peritecio, ascas y</i> <i>ascosporas</i></p>
		
<p>10.- <i>Microsphaera</i> <i>alni Observar</i> <i>cleistotecio, ascas</i> <i>y ascosporas</i></p> 	<p>11.- <i>Coprinus</i> <i>Observar</i> <i>basidios,</i> <i>basidiosporas</i></p>  	<p>12.- <i>Boletus sp.</i> <i>Observar basidios,</i> <i>basidiosporas</i></p> 

REPORTE:

- 1- Esquematice las estructuras u organismos observados.
- 2- Enmarque su ubicación taxonómica.
- 3- Describa su estructura reproductiva.
- 4- Indique su importancia.
- 5- Indique al menos dos investigaciones de cada uno de los organismos observados (que se está estudiando, porque, quien, donde y hacia dónde se dirige la investigación).

MICROCULTIVO “MÉTODO DE RIDELL”

OBJETIVO:

Conocer la técnica más utilizada de microcultivo y sus ventajas.

MATERIAL:

4 cajas de petri

1 Pizeta

6 portaobjetos

6 cubreobjetos

Varilla de vidrio en forma de V

Cortador de vidrio

1 bisturí (3 hojas de navaja)

1 asa de platino

1 asa micológica

Gasa (cuadros de 4 cm por lado)

Tijeras

Guantes

Cubre bocas

Lentes protectores

Equipo:

1 mechero

Reactivos:

Medios de cultivo gelificados

Agua destilada, esterilizada

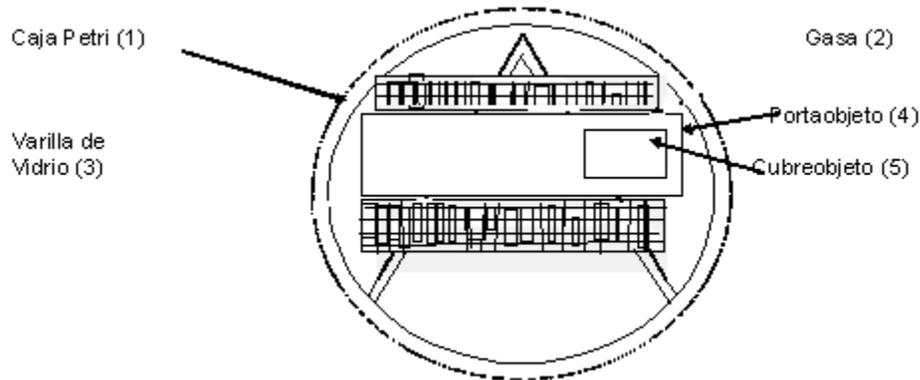
Material biológico:

Cualquier material con sospechas de contaminación fúngica.

MÉTODO:

Seguir cuidadosamente los siguientes pasos:

- 1.- Esterilizar una caja Petri vacía y 3 cajas Petri conteniendo gasa de 4 cm por lado (con agua destilada en la gasa sin llegar a la sobresaturación de la gasa), varilla de vidrio, portaobjeto y cubreobjeto, de la siguiente manera.



- 2.- Preparar el medio de cultivo como se indica en el frasco y esterilizarlo.
- 3.- Vaciar 15 ml del medio de cultivo en una caja Petri, dejar gelidificar el medio.
- 4.- Cortar el agar en pequeños cuadros de 1 cm de lado (efectuar este paso cerca del mechero).
- 5.- Se coloca un cuadro de agar en un portaobjetos y posteriormente el cubreobjetos.
- 6.- Inocular los cuatro lados del agar con el inoculo deseado.
- 7.- Se mantiene el medio de incubación a temperatura ambiente. Previa anotación de la fecha de inoculación, fuente de cultivo y nombre del equipo.
- 8.- Desarrollado el hongo se retira el cuadro de agar.
- 9.- El portaobjeto y cubreobjeto se colocan en metanol, para fijar al microorganismo.
- 10.- Teñir con azul de algodón o aclarar las estructuras con lactofenol.
- 11.- Al portaobjeto y cubreobjeto original, se les coloca un cubreobjeto y un portaobjeto limpio, de tal suerte que podremos obtener dos preparaciones.

PARA EL REPORTE DE LABORATORIO

Entregue la siguiente información:

- 1.- Realice los esquemas de los organismos observados.
- 2.- Identifique los organismos.
- 3.- **Actividades extraclase de laboratorio:** Elabore 3 preparaciones fijas

CUESTIONARIO

- 1.- ¿Cuáles son los medios de cultivo más frecuentemente utilizados para hongos?
- 2.- ¿Qué rangos de tolerancia presentan en general los micromicetos con respecto a la luz, pH, temperatura, humedad, potencial redox, etc.?
- 3.- ¿Qué ventajas tienen los medios de cultivo sintéticos con respecto a los naturales?
- 4.- Mencione algunos medios de cultivo específicos para un determinado grupo de hongos:
- 5.- ¿Qué medio de cultivo es el más frecuentemente utilizado en los laboratorios?

TÉCNICAS DE ELABORACIÓN DE PREPARACIONES PERMANENTES

OBJETIVO:

Conocer y manejar algunas técnicas para observación y estudio de material fúngico.

MATERIAL:

6 portaobjetos	10 ml de bálsamo de Canadá
12 cubreobjetos de dos tamaños (6-6)	10 ml de alcohol
1 espátula micológica	10 ml de glicerina
2 goteros	10 ml de xilol
20 picadientes	50 ml de agua destilada

Reactivos:

1 frasco de KOH al 2-5 %
10 ml de lactofenol o líquido de Amman
10 ml de azul de algodón en lactofenol al 0.1-0.5 %
10 ml de solución de Melzer
10 ml de líquido de Hoyer o goma con cloral

1 frasco de barniz de uñas

Equipo:

Microscopio óptico.

Material biológico:

Material fúngico desarrollado en alimentos

Método:

Elaboración de preparaciones fijas.

PREPARACIONES TIPO A

- 1.- El material seleccionado se coloca sobre un portaobjetos con la ayuda de la espátula micológica, sobre una gota de agua o el líquido de observación seleccionado.
- 2.- Se le añade una gota de alcohol al 70% para rehidratarlo.
- 3.- Se deja secar ligeramente.
- 4.- Se le coloca una gota de goma con cloral, procurando que el material se impregne bien.
- 5.- Coloque arriba el cubreobjetos, teniendo cuidado de no producir anillos de Newton
- 6.- Secar la preparación por un lapso de 24 horas, previamente etiquetadas.

NOTAS: las preparaciones teñidas con azul algodón o Melzer, se lavan varias veces con alcohol, se secan ligeramente y se les coloca la goma con cloral.

Las preparaciones montadas con azul algodón, pero sin tratamiento de alcohol, pueden conservarse largo tiempo, sellándolas con barniz de uñas. Para esto se aplica barniz de uñas, en toda la periferia del cubreobjetos y se deja secar durante 24 horas.

PREPARACIONES PERMANENTES TIPO B O DEL DOBLE CUBREOBJETOS

- 1.- Limpiar perfectamente el material (portaobjetos y cubreobjetos) removiendo todas las partículas de polvo de éstos.
- 2.- Colocar el cubreobjetos grande sobre el portaobjetos.
- 3.- Colocar dos gotas de agua a ambos lados del cubreobjetos, con el fin que éste se adhiera al portaobjetos (Esquema 1).

- 4.- Coloque una gota de agua sobre el cubreobjetos grande.
- 5.- Coloque su muestra de material fúngico, sobre ésta gota (Esquema 2).
- 6.- Cubra su material con el cubreobjetos pequeño (Esquema 3).
- 7.- Observar la preparación al microscopio, si su preparación ésta correctamente elaborada continúe al siguiente paso, en caso contrario retroceda al paso 1.
- 8.- Coloque una gota de glicerina concentrada a cada lado del pequeño cubreobjetos (Esquema 4).
- 9.- Almacene horizontalmente su preparación, en un recipiente libre de polvo. Durante un periodo de una semana, con el objeto de permitir que el agua se evapore.
- 10.- Selle su preparación con barniz de uñas, colocando un poco de éste material en toda la periferia del pequeño cubreobjetos. Almacénelo un día más. (Esquema 5).
- 11.- Remueva el cubreobjetos grande del portaobjetos, cuidadosamente con una aguja o una navaja (Esquema 6).
- 12.- Coloque una gota de medio de montaje (bálsamo de Canadá disuelto en Xilol), sobre el pequeño cubreobjetos.
- 13.- Voltee su preparación, con el medio de montaje hacia abajo (Esquema 7).
- 14.- Colóquela sobre el portaobjetos (Esquema 7).
- 15.- La gota de medio de montaje es extendida hacia la periferia del pequeño cubreobjetos, de ésta manera se cubre permanentemente el anillo seco de barniz de uñas (Esquema 8).
- 16.- La preparación es almacenada, hasta que el medio de montaje se endurezca.

NOTA: Deberán observarse al microscopio, solo aquellas preparaciones, que no hayan sido tratadas con barniz de uñas o con goma de cloral húmeda.

REPORTE:

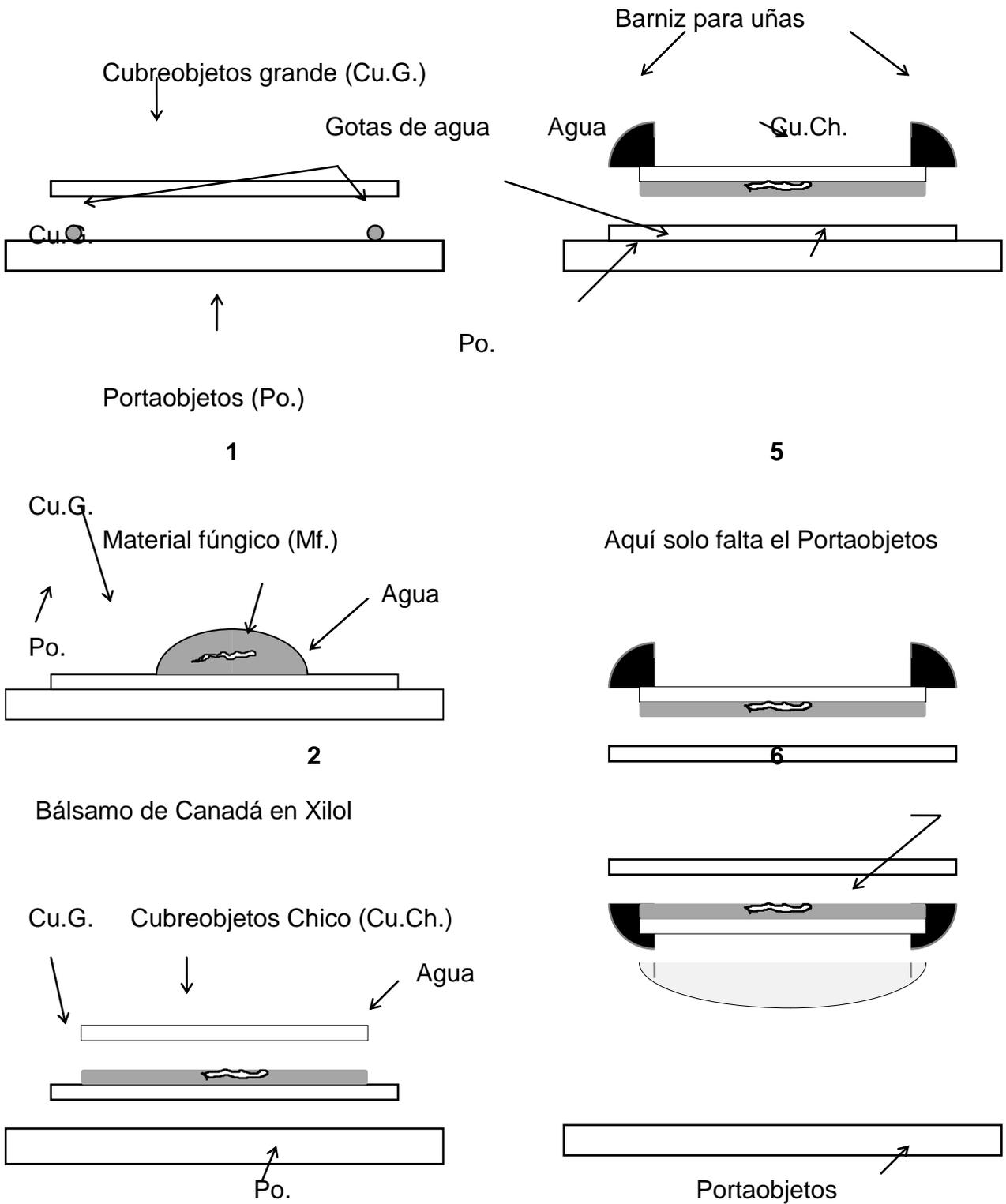
Debe incluir actividades y cuestionario resuelto.

Actividades a realizar dentro de la sesión de laboratorio y continuar extrasesión de laboratorio:

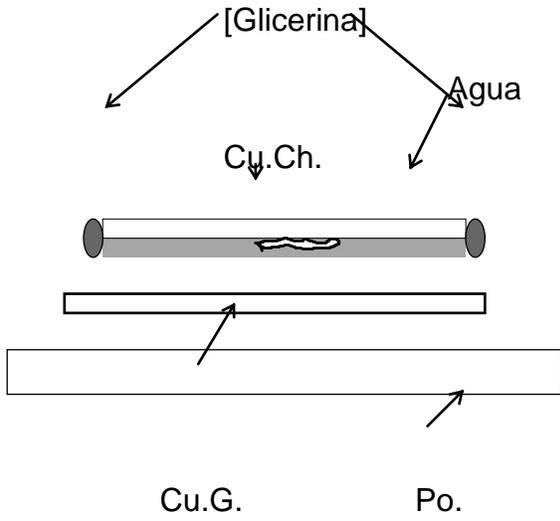
- 1.- Elaborar 5 preparaciones tipo A.
- 2.- Elaborar 5 preparaciones tipo B o doble cubreobjeto.

CUESTIONARIO

- 1.- Describa el método de marcado más utilizado para preparaciones permanentes.
- 2.- ¿Cuál es la función del KOH sobre el material de observación?
- 3.- ¿Qué especies del género *Penicillium* son importantes para el hombre y de qué manera?
- 4.- Describa las principales similitudes entre las algas y los hongos, y mencione algunos ejemplares de los primeros que recuerden a los hongos:
- 5.- Enumere los datos más importantes con que debe contar toda preparación permanente:
- 6.- Describa una técnica (a su juicio) más eficiente para elaboración de preparaciones fijas:

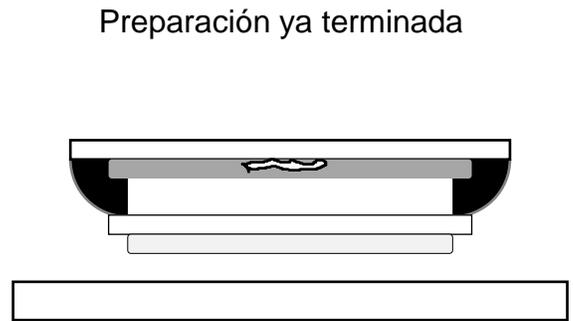


3



4

7



8

ASIMILACIÓN DE SUBSTANCIAS (AUXONOGRAMA) Y FERMENTACIÓN (ZIMOGRAMA)

PRINCIPIO:

El conocimiento de los tipos de sustancias que pueden ser asimiladas por algunos hongos, como fuente de distintos elementos, es de utilidad para su identificación, ya que ello indica la existencia de diferencias en las rutas metabólicas.

En el estudio de asimilación de carbohidratos (auxonograma de carbono), se utiliza un medio exento de carbohidratos en el cual no podría prosperar el microorganismo, ya que todos los microorganismos necesitan de una fuente de carbono; por ello, el microorganismo solo se desarrollará en aquella región en la que le coloquemos una fuente de carbono que pueda ser asimilada por él.

De manera similar en el estudio de asimilación de sustancias nitrogenadas (auxonograma de nitrógeno), se utiliza un medio exento de nitrógeno, pero conteniendo carbono y por ser el nitrógeno imprescindible para el desarrollo del microorganismo, este solo se desarrollará donde coloquemos una sustancia nitrogenada que pueda ser asimilada por él.

El estudio de la capacidad fermentativa de los hongos se denomina Zimograma, y se basa en la búsqueda de la fuente más importante para la realización de la fermentación.

OBJETIVO:

Conocer algunas técnicas utilizadas en el estudio metabólico de hongos.

MATERIAL:

2 cajas Petri	10 ml de neopeptona (Difco)
5 tubos de ensayo	10 ml de púrpura de bromocresol
1 pinzas	10 ml de rojo de metilo
1 tijeras	10 ml de glucosa
5 vasos de precipitado de 125 ml	10 ml de sacarosa
1 agitador o varilla de vidrio	10 ml de maltosa
1 asa de platino	10 ml de fructosa
5 goteros	5 ml de nitrato potásico
2 matraces Erlenmeyer de 500 ml	250 ml de agar
2 gradillas	250 ml de agua de grifo
2 hojas de papel filtro (Whatman No.3) cortadas con perforadora	500 ml de agua destilada
2 agitadores magnéticos.	Equipo:
5 pipetas de 10 ml	1 mechero
Guantes protectores para calor	1 plancha térmica
Reactivos:	Material biológico:
10 ml de sulfato amónico	Levaduras (material que debe estar previamente esterilizado)
10 ml de fosfato monopotásico	
10 ml de sulfato magnésico	

MÉTODO:

AUXONOGRÁMA DE CARBONO:

Se utiliza un medio exento de carbono, pero con todos los demás elementos necesarios para el desarrollo del hongo.

- 1.- Preparar el material (cajas Petri, tubos de ensayo, agitador, vasos de precipitado, gotero, asa de platino, pinzas y tijeras) lavándolo perfectamente y esterilizándolo a 15 p.s.i., 250°F durante 25 min.
- 2.- En un matraz Erlenmeyer, colocar las siguientes sustancias, para la elaboración del medio de Auxonograma de carbono:

- ◆ 5 gr de sulfato amónico
- ◆ 1 gr de fosfato monopotásico
- ◆ 0.5 gr de sulfato magnésico
- ◆ 15 gr de agar

Colocar en un una plancha térmica (termoagitador) con su barra magnética y esperar a que hierva perfectamente (el matraz debe estar perfectamente tapado con un tapón elaborado con gasa y algodón antes de colocarlo en el termoagitador), ahora esterilizar el medio en el autoclave a 15 p.s.i., 250°F durante 25 min.

- 3.- Medir la temperatura del medio y esperar a que ésta se encuentre entre los 45-50°C.
- 4.- Con la temperatura deseada y el medio de cultivo aún fluidificado, se procede a agregar al organismo (levadura) en la siguiente proporción: una cucharada sopera por cada litro de medio.
- 5.- Verter la mezcla anterior en una caja Petri.
- 6.- Dejar gelidificar el medio.
- 7.- Independientemente preparar soluciones al 5%, con cada uno de los siguientes azúcares: Glucosa, Maltosa, Sacarosa y Lactosa.
- 8.- Independientemente cortar pequeños círculos de papel Whatman No.3 de un diámetro aprox. de 0.5 cm.
- 9.- Con lápiz anotar el nombre (la inicial) de cada uno de los azúcares en cada disco.
- 10.- Colocar un pequeño círculo en una solución azucarada y el resto de la misma manera; de tal suerte que tendremos un círculo por solución.

- 11.- Colocar éstos círculos sobre el medio mencionado en el punto 6, indicando la naturaleza de cada círculo con una pequeña marca en la tapadera de la caja Petri.
- 12.- Dejar incubar a la temperatura ambiente y realizar las observaciones cada 24 hrs, hasta la obtención de resultados.

NOTA: todos los pasos comprendidos del punto 3 al 10 deben efectuarse cerca de la flama del mechero o en cámara de flujo laminar.

AUXONOGRAMA DE NITROGENO:

Se utiliza un medio exento de nitrógeno, pero con todos los demás elementos necesarios para el desarrollo del organismo.

- 1.- Realizar el procedimiento indicado en el punto 1 de la técnica para Auxonograma de carbono.
- 2.- Preparar el medio de cultivo de la misma manera como se mencionó en el punto 2 de la técnica para Auxonograma de carbono. Sustituyendo el sulfato amónico (fuente de nitrógeno), por un hidrato de carbono (glucosa pura 20 gr); obteniendo de ésta manera un medio exento de nitrógeno.
- 3.- Efectuar los pasos del # 3 al 6 como se indico en la técnica anterior.
- 4.- Independientemente preparar soluciones al 5%, cada una con las siguientes substancias: sulfato amónico y nitrato potásico.
- 5.- Efectuar los pasos 8 y 9 de la técnica anterior substituyendo las soluciones azucaradas por las nitrogenadas, indicadas en el paso # 4.
- 6.- Efectuar los pasos 10 y 11 de la misma manera que la técnica anterior.

NOTA: efectuar los pasos necesarios cerca de la flama del mechero, para evitar contaminaciones.

ZIMOGRÁMA:

Técnica para observar la capacidad fermentativa de ciertos organismos.

- 1.- Realizar el procedimiento indicado en el punto 1 de la técnica de auxonograma de carbono.
- 2.- En un matraz Erlenmeyer colocar las siguientes sustancias para la elaboración del medio nutritivo:
 - ◆ 10 gr de neopeptona (Difco)
 - ◆ 6 gr de agar
 - ◆ 5 gr de azúcar
 - ◆ 1000 ml de agua destilada

El pH final del medio de cultivo debe ser de 6.5

- 3.- Preparar independientemente soluciones al 25% de: Glucosa, Lactosa, Maltosa y Galactosa.
- 4.- Verter el medio de cultivo en 6 tubos de ensayo.
- 5.- Añadir 1 ml de cada una de las soluciones del paso 3 a cada tubo de ensayo.

NOTA: una solución por tubo de ensayo, no mezclar dos soluciones en un mismo tubo.

- 6.- Cuidar la temperatura del medio no permitiendo que descienda más abajo de 45°C; agregar la cantidad adecuada de organismo (levadura) aproximadamente una cucharadita por tubo antes de que éste gelidifique.
- 7.- Añadir 1 ml de indicador de fermentación a cada uno de los tubos. El indicador adecuado es el púrpura de bromocresol que se prepara de la siguiente manera: 1.6 gr de colorante agregándolo a 100 ml de alcohol etílico.
- 8.- Permitir que el medio se gelidifique.

- 9.- Incubar a temperatura de 37°C durante un periodo comprendido entre 24 y 48 hrs.
- 10.- Efectuar las observaciones pertinentes, respecto a cualquier cambio detectado.

REPORTE:

Debe incluir las actividades solicitadas, resultados obtenidos y cuestionario resuelto.

Actividades:

- 1.- Escriba y esquematice el proceso de fermentación.
- 2.- Efectuar las técnicas practicadas con otro hongo y reportar los resultados.

Resultados obtenidos:

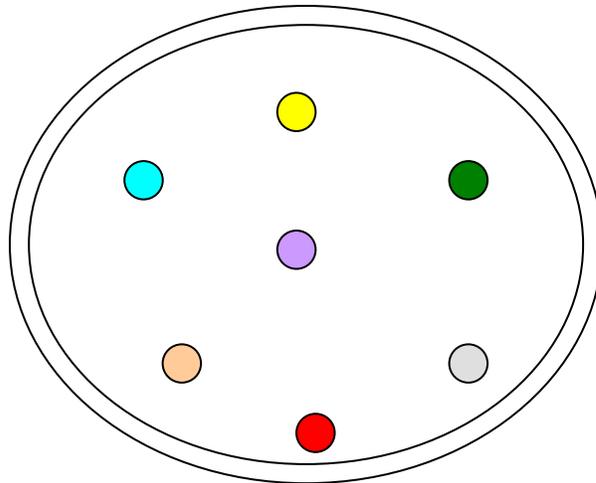
Anotar las observaciones realizadas.

- 1.- AUXONOGRAMA DE CARBONO:
- 2.- AUXONOGRAMA DE NITROGENO:
- 3.- ZIMOGRAMA:

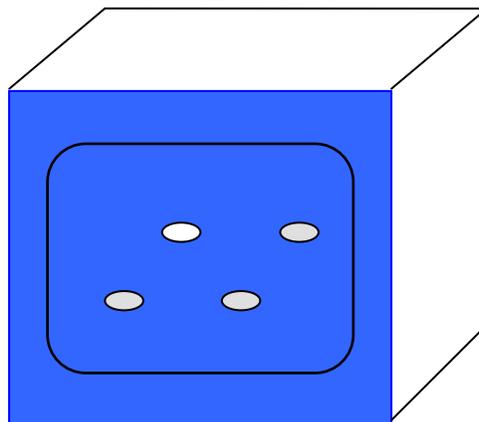
CUESTIONARIO

- 1.- ¿Dónde se ubican taxonómicamente las levaduras?
- 2.- Mencione las áreas donde sería útil realizar este tipo de técnicas y ¿por qué?
- 3.- Mencione el género y la especie de 5 organismos levuriformes de suma importancia para el hombre:

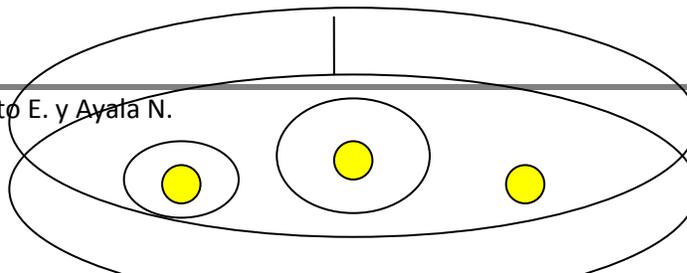
- 4.- ¿Cuál es la principal fuente de nitrógeno de la mayoría de los hongos?
- 5.- De manera general explique en ¿qué consiste el metabolismo fúngico?
- 6.- En el control de hongos de importancia médica, veterinaria y fitopatógena ¿qué importancia tendrían la aplicación de estas técnicas (Auxonograma y Zimograma) ?



Colocación de discos



Incubación





Lectura de resultados para las técnicas de Auxonograma

OBSERVACIÓN DE MATERIAL VEGETAL AFECTADO POR HONGOS

PRINCIPIO:

De las enfermedades que sufren las plantas, se calcula que entre el 65-75% son causadas por hongos. Los hongos por lo tanto son agentes causales de numerosas enfermedades en las plantas, que es necesario conocer para poderlas controlar o eliminar y con ello evitar grandes pérdidas en la industria agrícola.

OBJETIVO:

Familiarizarse con los agentes fúngicos que con mayor frecuencia producen trastornos en los cultivos de nuestra zona.

MATERIAL:

5 portaobjetos	1 bisturí
5 cubreobjetos	1 gotero
1 pinza de disección	Toallas de papel

Pieza de madera blanda, lisa y rectangular.

Reactivos:

Lactofenól

Azul de algodón

Barniz de uñas

Equipo:

1 microscopio compuesto

Material biológico:

Material vegetal afectado por hongos.

MÉTODO:

Existen 4 métodos para la elaboración de preparaciones, dependiendo de la zona afectada del vegetal.

A) técnica para hojas:

1.- Coloque sus hojas entre toallas de papel húmedas, 12 hrs antes de su utilización.

2.- Elimine las hojas de papel y coloque su hoja, sobre la pieza de madera.

3.- Corte en pequeñísimos trozos la zona afectada.

4.- Con la sección sostenida con el dedo, efectúe un corte transversal en la hoja cerca de la zona afectada (muy cerca), utilizando la uña como guía y sin mover el dedo, presione el canto de la hoja del bisturí, contra la uña y corte una sección delgada.

5.- Transfiera la pequeña sección a un agota de agua sobre el portaobjetos, cúbrala con el cubreobjetos, tññala si es necesario y obsérvela al microscopio.

NOTA: para obtener mejores resultados, no debe permitir que las secciones se sequen, si esto sucediera, absorberían aire que se quedaría entre los tejidos y esto impediría la penetración de la luz, obscureciendo las estructuras que son de gran interés, para la correcta identificación del agente fúngico.

b) Técnica para hongos en el tallo:

1.- Corte primero una colonia, desprendiéndola cuidadosamente del tallo, con ayuda del bisturí.

2.- Corte la colonia en porciones transversales que puedan ser observadas al microscopio.

3.- Coloque su material sobre un portaobjetos que de antemano tendrá una gota de agua, cúbralo con el cubreobjetos y obsérvelo al microscopio.

c) cuerpos fructíferos del hongo sobre la planta:

1.- Recoja el material con una aguja bien afilada.

2.- Coloque su material sobre una gota de agua, sobre el portaobjetos, cúbralo con el cubreobjetos y obsérvelo al microscopio.

NOTA: Si en el primer examen practicado no se encuentran cuerpos reproductivos, dicho proceso podrá inducirse, sometiendo el material a incubaciones en cámaras húmedas, durante varios días, toda la planta o la parte afectada. Estas cámaras pueden fabricarse fácilmente con bolsas de plástico, colocando una toalla de papel húmeda sobre el tejido afectado, el cual será observado posteriormente. Por lo general el agua más adecuada para que los hongos produzcan estructuras reproductivas, es la proveniente de charcas o esteros, y que han sido esterilizadas por ebullición. Si no se encuentran hongos después de esto, podrá deducirse que la enfermedad no ha sido causada por hongos.

IDENTIFIQUE TODOS LOS ORGANISMOS OBSERVADOS

REPORTE:

1- Identifique cada uno de los organismos observados.

2- Elabore una preparación fija de cada uno de los agentes fúngicos observados.

3- Presente 2 monografías de las micosis vegetales que prefiera, perfectamente documentadas con un mínimo de 3 referencias bibliográficas.

4- Elabore un folleto que sea accesible al campesinado sobre un tipo específico de micosis vegetal importante en la localidad y sus métodos de prevención y control.

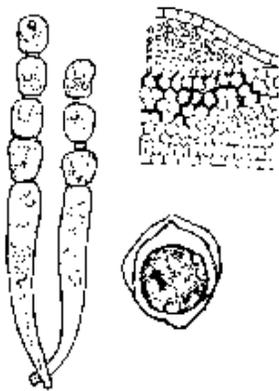
5.- Resuelva el siguiente cuestionario.

CUESTIONARIO

- 1.- ¿Cuáles son las principales micosis vegetales en la localidad?
- 2.- ¿Cuál es el cultivo que con mayor frecuencia es susceptible a las micosis?
- 3.- ¿Cuáles son los principales fungicidas utilizados en la región, especificando en qué tipo de cultivos se emplean?
- 4.- Considera que son adecuados los métodos de control de micosis vegetales en la localidad ¿por qué?
- 5.- ¿Cómo implementaría la investigación fitopatológica en la localidad?
- 6.- ¿Cómo efectuaría un muestreo representativo de la incidencia de micosis vegetales en la localidad?
- 7.- Si tuviera que realizar un análisis estadístico en fitopatología ¿que parámetros estadísticos utilizaría?

ALGUNOS HONGOS FITOPATÓGENOS

Herrumbe blanca



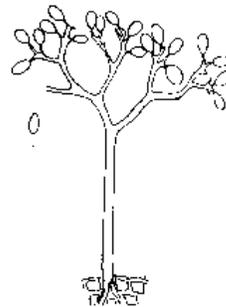
Albugo

Mildiu



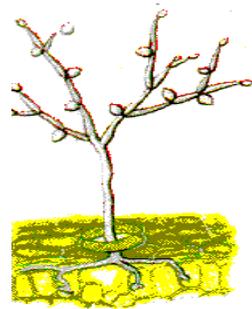
Bremia lactucae

Mildiu



Peronospora

Tizón tardío



Phytophthora infestans

Mildiu



Ayala



Desecamiento



Phoma

Mancha del fruto

Protistas-hongos

m debaryanum

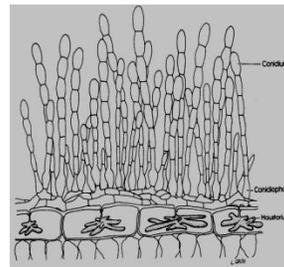
Antracnosis



Ergot



Mildiu

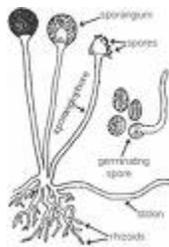


Mildiu



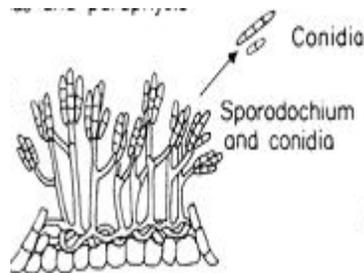
Ervsiahe

Moho

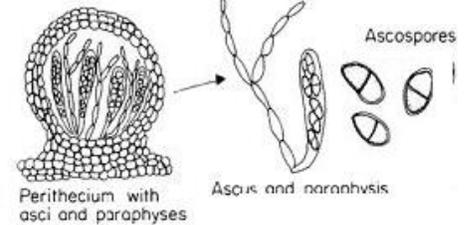


Rhizopus

Claviceps

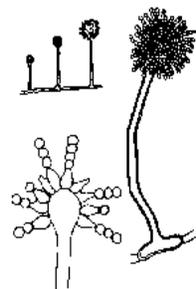
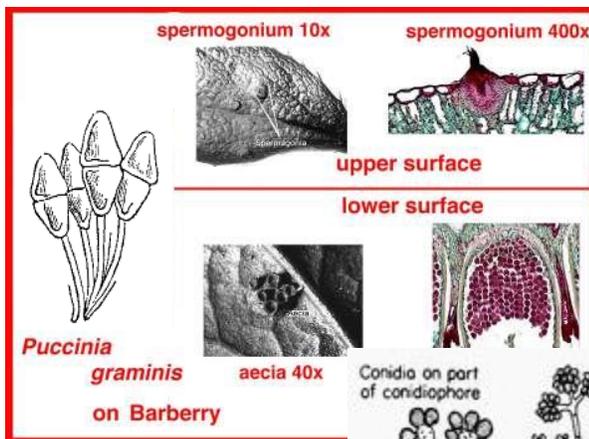
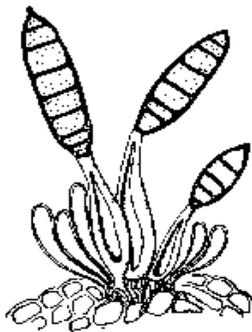


Phragmidium

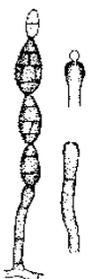


Nectria

Royas

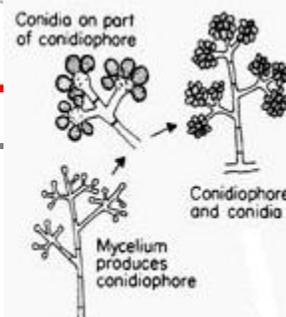


Aspergillus

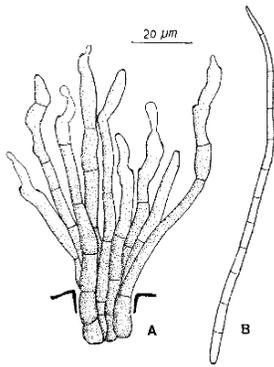


E. y

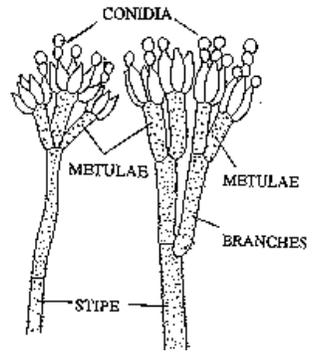
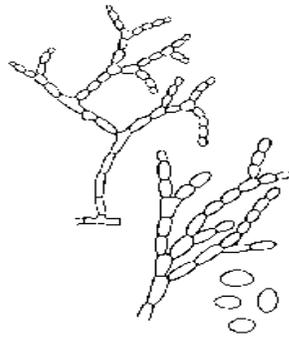
iar



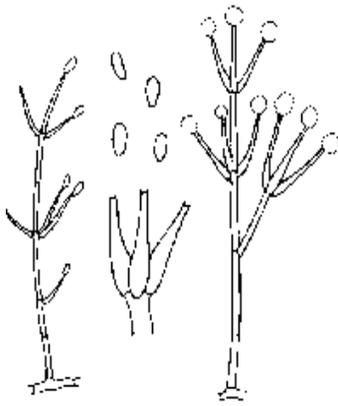
Botrytis



Monilia



Cercospora



Verticillium



Trichotecium

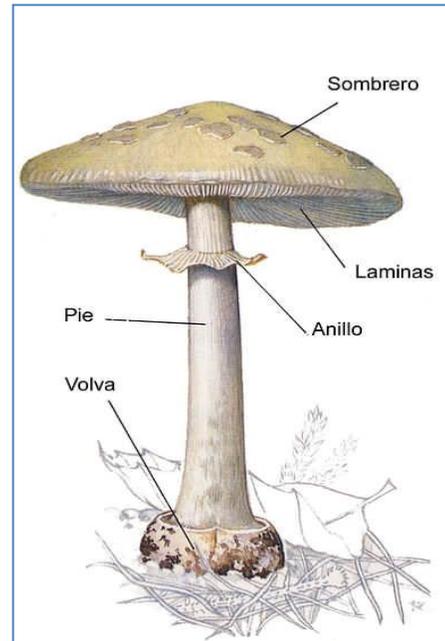
COLECTA Y PRESERVACIÓN DE EJEMPLARES MICOLÓGICOS

PRINCIPIO:

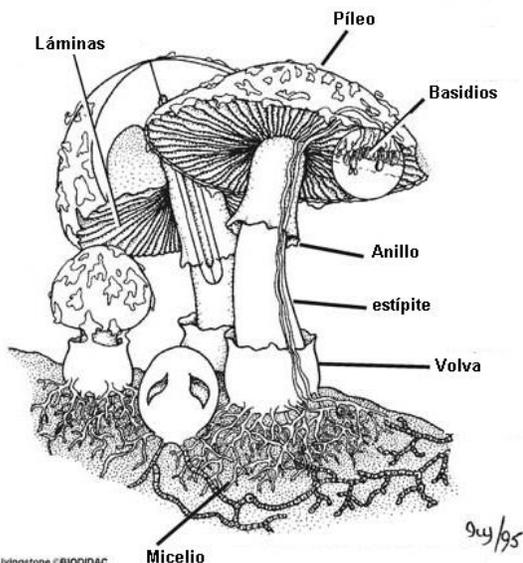
El estudio de la estructura reproductiva de cualquier organismo fúngico, es fundamental para su identificación.

Los hongos preferentemente de carpóforos macroscópicos, pertenecen a los ascomicetos y basidiomicetos, por lo cual es necesario centrarse en estos dos grupos fúngicos. Los Ascomicetos son organismos que poseen ascas, contenidas en tres tipos básicos de ascocarpos: apotecio, peritecio y cleistotecio.

Los Basidiomicetos son organismos cuya estructura reproductiva fundamental es el Basidio, el cual soporta regularmente 4 esporas que a la madurez se ubican exógenamente.



Un herbario es una colección sistemática de plantas secas que conservan sus estructuras, las cuales, en el momento de herborizarlas generalmente pierden o cambian de color. Además poseen ciertos datos como son: nombre científico del ejemplar, localidad, fecha de colecta, nombre del colector, hábitat, etc.; recopilados en una etiqueta de herbario que se añade al espécimen. Los ejemplares se preparan y se conservan en cajas de cartón o sobres de papel.



El herbario se puede emplear como un instrumento de trabajo principalmente como herramienta

básica de la Botánica Sistemática; nos proporciona además, la documentación más fiel y exacta de la distribución geográfica de las especies, por ésta razón es importante incrementar el número de ejemplares identificados dentro del mismo ya que de la comparación de ellos se preparan manuales y catálogos, así como monografías de géneros y familias, que se pueden considerar como la base de futuros estudios en los diferentes campos de la Bioquímica, Genética, Ecología, Evolución, etc.

La sección de Micología dentro de un herbario la constituyen los "hongos" microscópicos y macroscópicos, incluyéndose también la colección de líquenes.

La época más propicia para la aparición de los cuerpos fructíferos son: parte de la primavera y los veranos lluviosos; en cuanto a las especies lignícolas se encuentran todo el año, muchas de ellas brotan en el periodo invernal, debido a que son menos sensibles a las variaciones climatológicas no ocurriendo esto con las otras especies en las que es necesaria la humedad para que sean abundantes.

MATERIAL:

Canasta de mimbre

Cuchillo para campo

Navaja de una sola hoja

Papel aluminio (Bolsas y rollo)

Lupa de mano

Cajas pequeñas

Frasco gotero con KOH al 4 %

Cartulina blanca y negra

Brochas finas

Libreta de campo

Regla

Lápiz y papel blanco

Material biológico:

Material fúngico colectado

Equipo:

Deshidratadora de hongos

MÉTODO:

Según el estudio que se desee realizar se elige una zona para muestrear. Se utiliza la canasta por ser un medio adecuado para el transporte de los "hongos", Existen "hongos" que poseen estructuras muy delicadas como son: el anillo, la volva, la cortina, o todo el "hongo" puede ser frágil, por lo que se recomienda usar un cuchillo excavando de modo que se extraiga por

completo, principalmente los especímenes que poseen volva de tipo libre, ya que ésta y otras estructuras son necesarias para llegar a su correcta identificación.

Cuando la colecta sea abundante se procurara seleccionar los especímenes que estén en mejores condiciones y a la vez limpiarlos cuidadosamente de hierbas, tierra y organismos que se encuentren sobre ellos. Los "hongos" leñosos deben de colectarse de manera que se corten junto con la parte del sustrato en el que crecen, así mismo, es apropiado transportar por separado estas especies carnosas. Al introducir los "hongos" a la canasta debe evitarse que se mezclen especies diferentes porque de lo contrario sería más complicado para registrarlos y determinar su identidad.

Una vez muestreada la zona se procede a registrar los especímenes en la libreta de campo con la ayuda de la guía anexa de caracteres en fresco, cada colecta llevara el nombre del colector (apellido completo e iniciales del nombre) junto con el numero siguiente que le corresponde de dicha libreta,

EJEMPLO.-

Ayala Sánchez N. 14 o en su defecto se toma como referencia la fecha de colecta, EJEMPLO.- Ayala Sánchez N. nov. 30, 1982; además deben anotarse los datos propios en una etiqueta de herbario, como la que se muestra a continuación:

Universidad Autónoma de Baja California		
Facultad de Ciencias, Laboratorio de Micología		
Herbario BCMEX		
Ensenada, B. C. México		
N. C.		
Loc.		Fecha

Una vez secos los "hongos" ya sea al aire, o más conveniente, es secarlos en una secadora que puede improvisarse con focos eléctricos o una parrilla eléctrica, donde el secado es más rápido y uniforme. Después del

secado se procede a guardarlos en cajas de cartón o bolsas de polietileno de tamaño según el espécimen, éstas últimas se emplean en general para los Poliporáceos, además, deben anexarse los datos de etiqueta, de herbario y caracteres en fresco para su posterior identificación. Para conservarlos en buen estado será necesario colocarles un trozo de alcanfor con el fin de prevenir los posibles ataques de parásitos sobre todo los insectos que encuentran en los "hongos" secos una buena fuente de alimento fácil de digerir, también es conveniente aplicar algún insecticida.

La identificación de los "hongos" puede realizarse en cualquier caso, cuando estén frescos, semisecos o secos. De la colecta realizada por lo menos un espécimen fresco debe cortarse longitudinalmente para observar el contexto, el cambio de color del mismo, las láminas, los poros, los tubos, los dientes, la gleba, el estípite y otras estructuras más. Se debe, además, obtener la esporada en masa de los "hongos" carnosos frescos, separando el estípite y colocando el píleo con el himenio hacia abajo sobre una hoja de papel la mitad negra y la otra blanca, situándolo centralmente entre los dos colores durante 24 hrs en un lugar fresco a dicha referencia se le anota el nombre del colector, número o fecha para anexarla junto con la colecta.

MANERA DE USAR LA GUÍA

La presente guía tiene como objetivo relacionar al alumno con el conocimiento de los macromicetos, principalmente que se familiarice con los conceptos más usados al momento de registrar los caracteres en fresco de dichos organismos.

Considerando la abundancia de los grupos de macromicetos, la guía se divide en: I Orden *Agaricales*, II Clase *Ascomycetes*, III anterior Orden *Gasteromicetos* y IV Orden *Aphylophorales*, los grupos 1, 3-4 pertenecen a la clase *Basidiomycetes*. Dicha guía como se puede observar, consta de una lista de los caracteres que se observan macroscópicamente seguidos de varias opciones de cómo puede ser dicho carácter. Para dar comienzo con el registro de caracteres en fresco se anota en una hoja, primeramente el nombre del colector y número y fecha que le corresponde de la libreta de campo. Ya cubiertos estos datos y siguiendo el orden propuesto se escribe el carácter a analizar, seleccionado la serie de términos que mejor definan como es ese

carácter, se puede consultar para facilitar la elección de dichos términos las láminas y el glosario anexos.

Con respecto a la medida o tamaño se dará en cm o en mm según convenga anotando el máximo y el mínimo lo mismo para lo que se refiere al número de poros dentro de un mm lineal que se colocará en varias posiciones y direcciones sobre la superficie, de las opciones a escoger sobre el olor y sabor en esta guía solo se citan las más comunes pudiendo existir otras, para detectar el sabor basta con probar un pedazo pequeño (medio cm o menos) e **INMEDIATAMENTE SE DEBE ESCUPIR**. El color se anota lo más exacto posible, al igual que cuando cambia éste; en caso de que el color del estípite y las láminas sean cualquiera de las dos o ambas de la misma tonalidad del píleo se escribe la palabra CONCOLOR con el que corresponda. (Ejemplo pardo-achocolatado CONCOLOR con el píleo).

Para detectar si la reacción es positiva o negativa de la sustancia utilizada (KOH al 10%) se coloca una pequeña gota sobre el píleo, estípite y contexto en hongos frescos, si se observa alguna coloración en esas zonas la reacción es positiva; otras sustancias a emplear pueden ser NH₄OH, FeSO₄ y fenol al 2%, también usados en varias claves de identificación.

CLAVE GRÁFICA DE LOS PRINCIPALES GRUPOS

Basidiomicetos



Agaricales (Hongos con láminas)

Hongos con láminas bajo el píleo. Usualmente con un estípite unido al píleo, central, excéntrico o lateral; terrestres, lignícolas, unos pocos parásitos.



Boletaceos



Setas carnosas con tubos en lugar láminas, la capa de tubo suele ser fácilmente separable del píleo;

to E. y Ayala N.



Estipe generalmente central. Terrestres eventualmente sobre madera podrida.



Cantarelaceos

Hongos carnosos, en forma de vaso o de trompeta, la parte inferior (superficie fértil), surcada, con pliegues o lisa; terrestres.



Hongos coraloideos

Hongos carnosos, tubulares o muy ramificados, en este último caso con una base común. Generalmente terrestres, a veces en la madera podrida.



Hidnaceos (Dientes Hongos)

Cuerpos fructíferos de varias formas, todas con una superficie fértil, compuesta de dientes inferiores, si presenta forma de seta típica son terrestres; aquellos con estructura ligeramente ramificada o en forma de almohadilla o repisa, se encuentran sólo en la madera.



Poliporaceos (Hongos leñosos con poros)

Leñosos o subleñosos, por lo general perennes, ocasionalmente anuales y carnosa; capa fértil

yala N.



(himenio) poroide, con menos frecuencia laberintuloide o con apariencia de pliegues, no son fácilmente separables del resto del cuerpo fructífero; lignícolas o ocasionalmente terrestres.



Tremellales (Hongos gelatinosos)

Cuerpos fructíferos en la textura gelatinosa, con pliegues, a veces espatulado, o en forma de oreja, ocasionalmente erecto y ramificado imitando a los hongos de coral.



Agaricales gastroides

(pedos de lobo, estrellas de tierra, hongos polvorientos)

Fructificaciones esféricas o en forma de pera, la capa externa forma gajos como en las estrellas de tierra. La gleba (área fértil) está formada internamente, firme cuando es joven, polvorienta a la maduración de las esporas, las esporas se dispersan a través de un poro, desgarrado o con la desintegración de la cubierta, terrestres o en madera podrida.



Nidulareaceos

(hongos nido de pajar)



Pequeños, cilíndricos o en forma de copa, aprox. 4-8 mm ancho (algunos solo 1-2 mm como en *Spaerobolus stellatus*); con una membrana delgada que cubre con frecuencia a uno a varios "huevos" peridiolos dentro de la estructura en forma de copa, terrestres o en madera podrida.



Falaceos





(hongos hediondos)

Cuerpo fructífero compuesto por estípites y región apical viscosa y maloliente, o una rejilla de color naranja a rojizo.



Tuberales (Falsas trufas)

Cuerpos fructíferos redondeados, en forma de papa-o de forma irregular, gleba (área fértil), firme, esponjosa, a gelatinosa, (si tiene apariencia de mármol o es labirintoide, vea trufas verdaderas); gleba firme a la madurez, no en polvo.



Ascomicetos



Pezizales forma de Copa)

forma de disco o de oreja, como (*Otidea*), estípites superficie cóncava; colores uniformes brillantes, que crecen en la madera, el suelo o



(Hongos en
Fructificación en corto o ausente, generalmente estiércol.



Helotiales (Lenguas de Tierra)

Cuerpos fructíferos pequeños, frecuentemente clavados, o en forma de espátula o lengua aplanada, estípitados,



(Morchella, Helvella) Colmenillas, gachupines.

Morillas - generalmente estipitadas, región apical cónica, ovoide o en forma de campana, típicamente con crestas longitudinales y estériles intercaladas con depresiones, ocasionalmente con región apical corrugada o en forma de silla de montar o cerebriforme.



Prot



Pirenomicetos (Hongos Frasco)

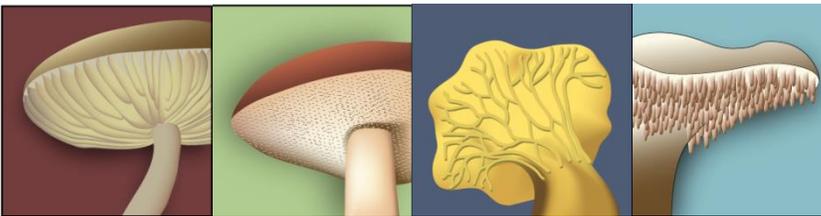
Hongos saprófitos y parásitos, el himenio está compuesto de pequeños peritecios incrustado en las estructuras de varias formas de fructificación; ejemplos: estructura ramificada de las especies de *Xylaria*, o en forma de semiesférica como en *Daldinea*.



Tuberales (Trufas)

Cuerpo fructífero redondeado y arrugado, irregularmente lobulado, el desarrollo es hipogeos o parcialmente emergentes; himenio interno.

CLAVE PARA IDENTIFICAR LOS PRINCIPALES GRUPOS



1a Hongos con láminas, venas o poros en la cara inferior del cuerpo éste puede

presentar forma de trompetas, sombreritos con pie o de repisas semicirculares sin pie. Consistencia carnosas o correa, pero no leñosasGRUPO I **AGARICALES**



1b Hongos carnosos cartilagosos, duros o leñosos en forma de copa o de discos planos, o la forma de dedos regulares o irregulares o de formas globosas, con pie bien definido o sin pie con la parte apical profusamente alveolada imitando una mazorca,

de liso a liso con pliegue, crecen sobre madera, humus, tierra
.....**GRUPO II ASCOMYCETES**



1c Hongos con gleba carnosa a polvorienta no gelatinosa, o con receptáculos, de forma piriforme, globosas, de color blanco amarillento, ocre a negro, de consistencia corchosa, frágil papiracea, se presentan lisos, escamosos, cónicos, se encuentran en la madera, humus, tierra (epígeos, hipógeos)**GRUPO III GASTEROMYCETES**



1d Hongos ramificados o con una rama cilíndrica sin sombrero o de forma de repisa semicircular delgados o muy gruesos a veces en forma de pezuña adheridos a los troncos o en forma de sombrero con pie, himenio liso con poros, bien o mal definidos, o dientes, son de consistencia carnosa o a veces subgelatinosa, correosa, leñosa o semicarnosa, son lignícolas, terrícolas y húmícola..

.....**GRUPO IV APHYLLOPORALES**

GUÍA DE CARACTERES EN FRESCO

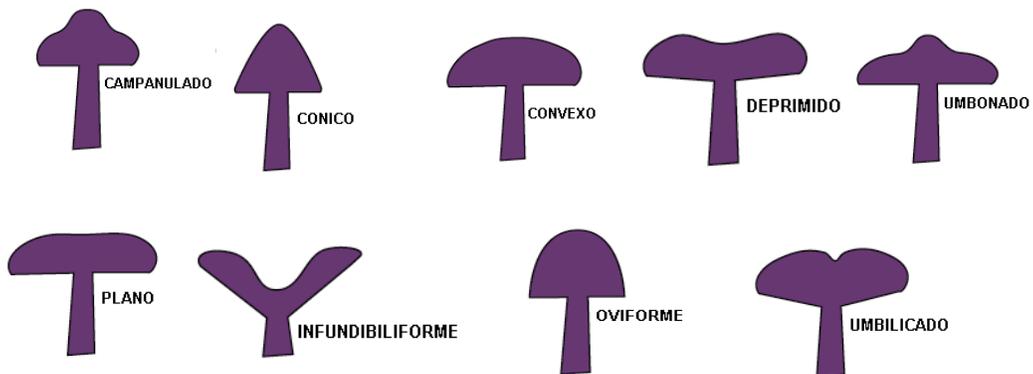
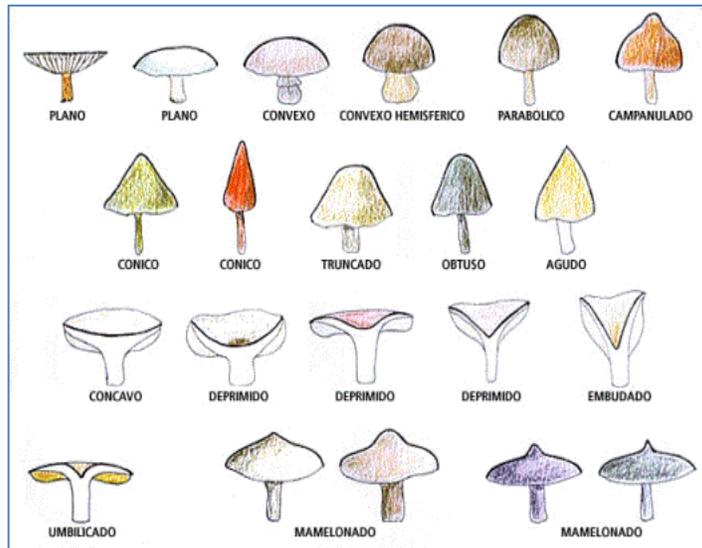
Colector: _____

No. o Fecha: _____

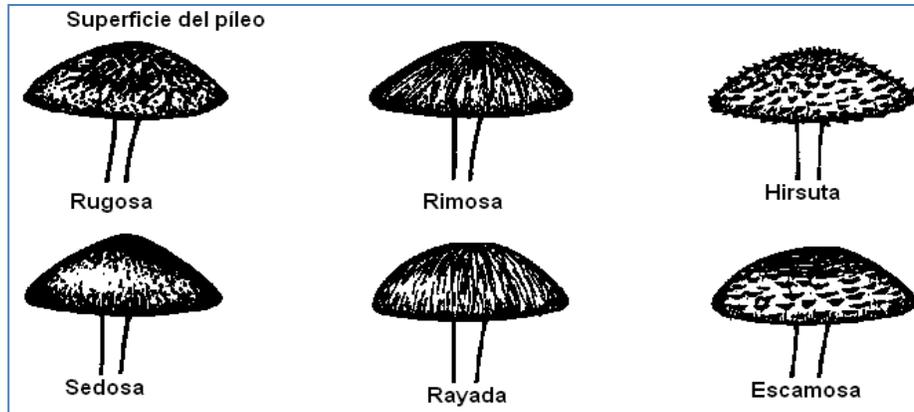
GRUPO I: Agaricales

PÍLEO.-

Forma: campanulado, cónico, Convexo, deprimido, plano, infundibuliforme, oviforme, umbilicado y umbonado.

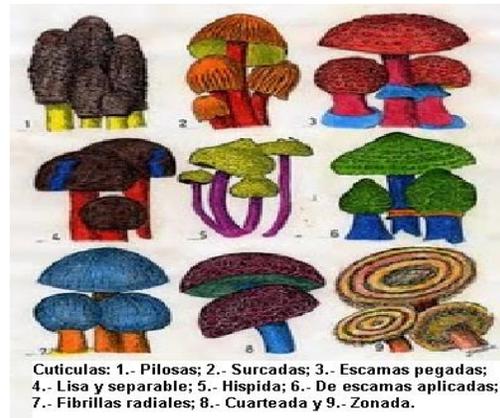


Textura: Viscosa, seca, pruinosa, higrófana, glutinosa, resinosa, laqueada, barnizada, aceitosa, gelatinosa.

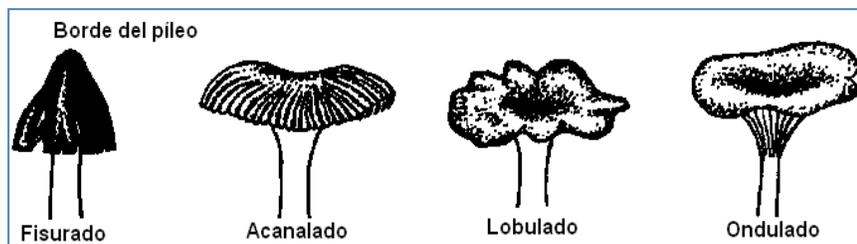


Tipo de cutícula y superficie:

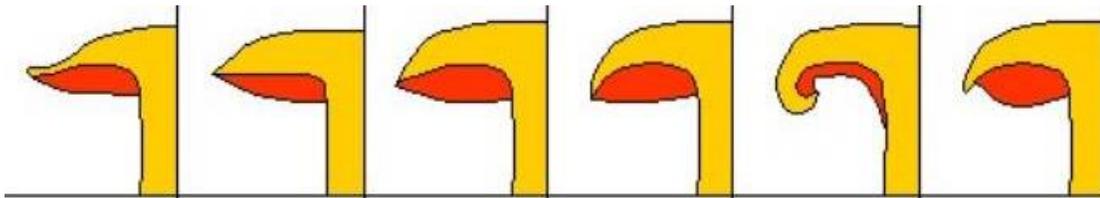
Pilosa, surcada, escamas pegadas, lisa y separable, hispida, de escamas aplicadas, fibrillas radiales, cuarteada, zonada, Desprendible, no desprendible; fibrilosa, punteada, hirsuta, vellosa y aterciopelada.



Borde: Estriado, acanalado, liso, apendiculado, festonado, lobulado, lacerado, ondulado, plisado-lanoso y agrietado



Forma del margen:



Margenes del píleo:

Recurvado;

Plano;

Decurvado;

incurvado;

convoluto y excedente

Medida largo por ancho: En cm o mm, marcando el rango de variación y la mínima y máxima observada. Ej.- (14) 20.25 (30) X (5) 6.7 (8).

Color: cambio del color: Al maltratarse o al hacer el corte, reacción con KOH u otra sustancia positiva o negativa.

CONTEXTO.-

Consistencia: Carnosa, áspera, aterciopelada, corchosa, papirácea, coriácea, leñosa, cartilaginosa.

Medida en grosor:

Olor: Fúngico, harinoso, aromático, aliáceo, durazno, resina, nauseabundo, agradable, mango, cebolla, anís, cumarina, hule.

Sabor: Insaboro, acre, astringente, ácido, limón, picante.

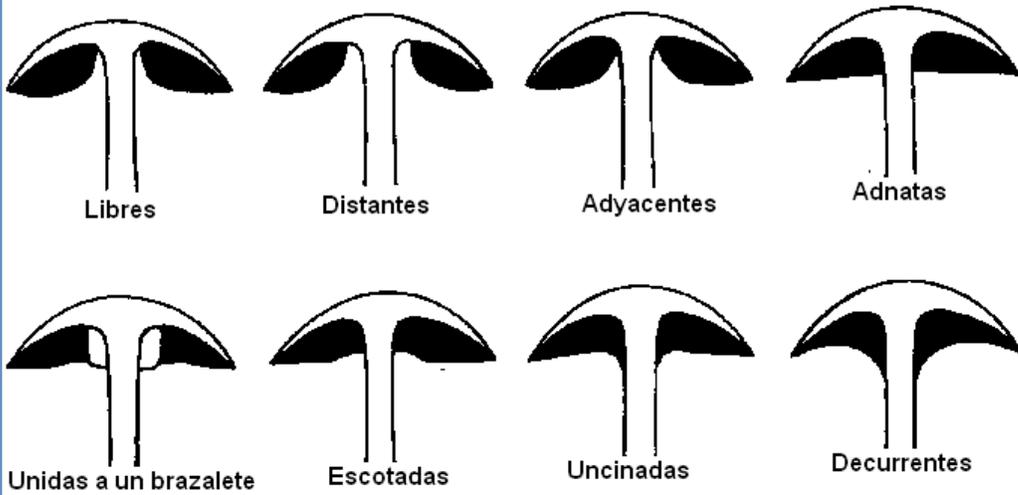
Color: cambio del color: reacción con el oxígeno del medio, KOH u otra sustancia positiva o negativa.

HIMENIO, LÁMINAS, VENAS.-

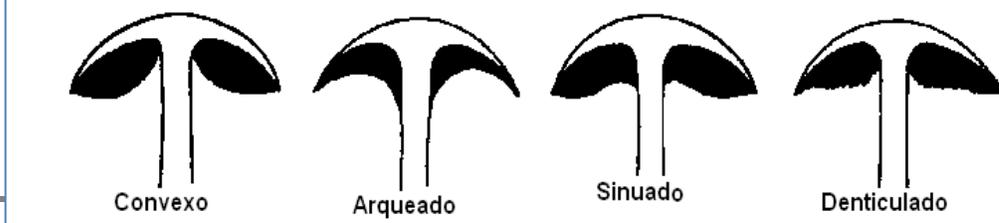
Posición con respecto al pie: Libre, adnata, adyacentes, decurrente, emarginada, sinuada, subdecurrente, separada.



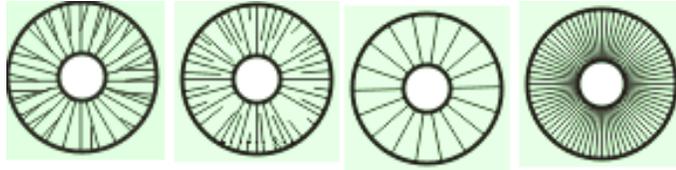
Inserción de las láminas:



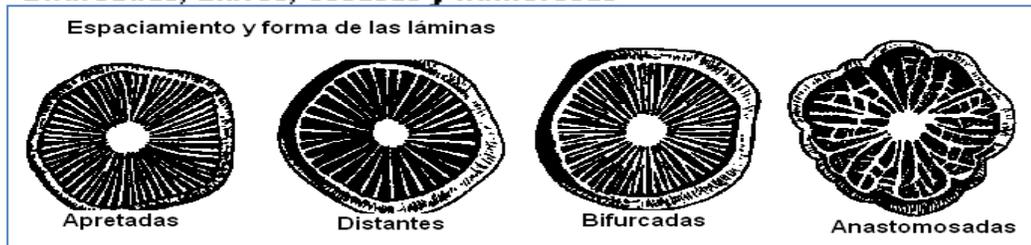
Márgen de las láminas:



Posición una con otra: Bifurcadas, libres, Distantes o escasas y juntas o cerradas.



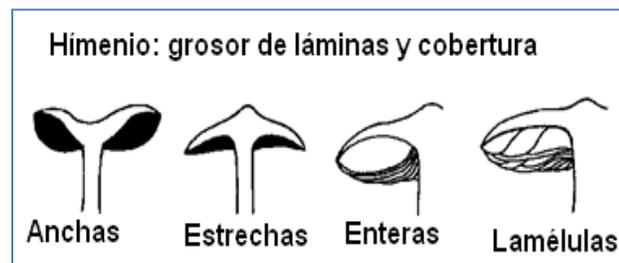
Láminas:
Bifurcadas, Libres, escasas y numerosas



Forma de la lámina: 1.- Estrecha; 2 y 3 Ventrudas; 4.- Sinuosas y 5.- Arqueadas

Borde: Liso, aserrado, ondulado.

Ancho de la lámina: estrecha, ventruda, sinuosa y arqueada.



Medida longitud:

Consistencia: Quebradiza, cerosa, delicuescente, flexible.

Color: Cambio del color al maltratarse: Color del látex.

Reacción con Koh u otra sustancia: Positiva, negativa.

Cambio del color del látex:

HIMENIO, POROS, TUBOS, DIENTES.-

Forma: Circulares, hexagonales, irregulares, alargados, laberintiformes.

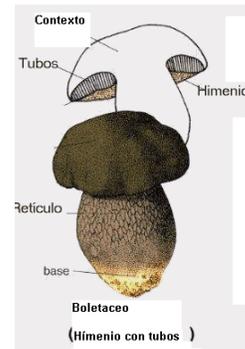
Posición: Libres, adheridos, deprimidos, decurrentes.

Cantidad por milímetro:

Consistencia: áspera, lisa, quebradiza, cerosa.

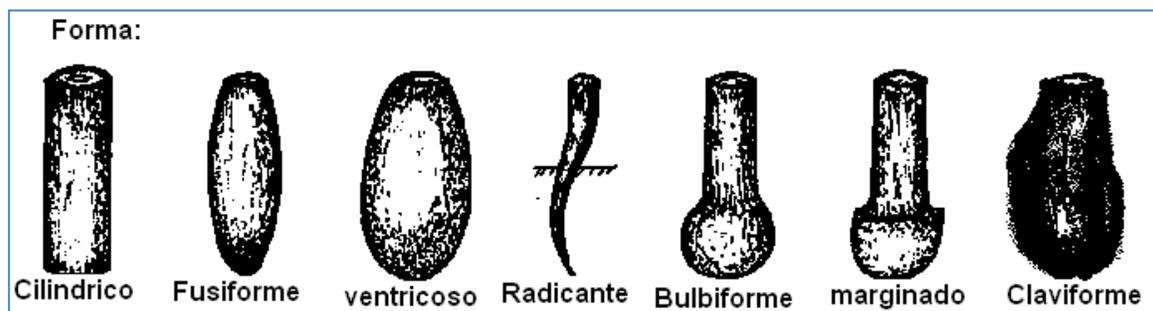
Tamaño de la pared:

Color: cambio del color al maltratarse:



ESTÍPITE.-

Formas: Cilíndrico, obeso, claviforme, atenuado hacia la base, bulboso, flexuoso y delgado.



Formas del estípote: 1.- Cilíndrico; 2.- Obeso; 3.- claviforme; 4.- radicante; 5.- fusiforme; 6.-atenuado hacia la base; 7.- bulboso; 8.- flexuoso y 9.- delgado

Posición (con respecto al píleo): Central, excéntrico, lateral.

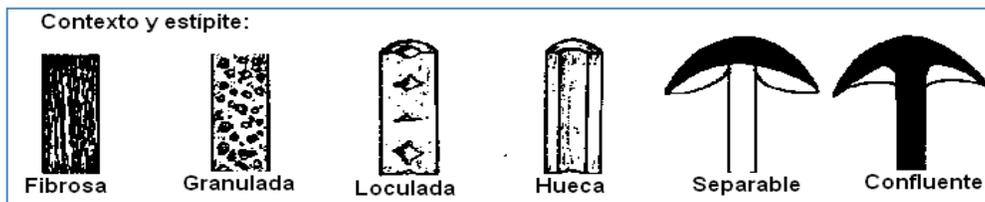


Superficie: Lisa, estriada, rugosa, listonada, escabrosa, escamosa, escrobiculada, reticulada, granulosa, fibrilosa, armilaroide, aterciopelada.



Consistencia: Flexible, quebradiza, cerosa, elástica, fibrosa, áspera.

Al hacer el corte es: Sólido, hueco, cavernoso y fistuloso.



Tamaño largo por ancho:

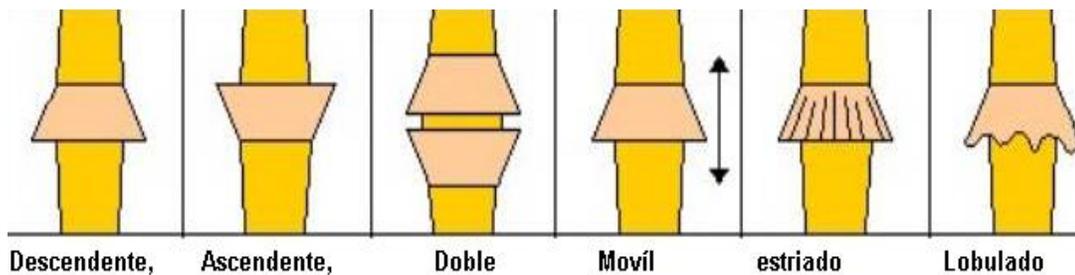
Color:



Cambio del color: Al maltratarse o al hacer el corte.

Reacción con KOH u otra sustancia: Positiva, negativa.

Tipo de anillo y color: Superior, inferior; membranoso, caedizo, polvoriento.



Tipo de cortina y color: Aracnoide, no aracnoide, restos en el margen.

Tipo de volva y color: Adherida, libre, membranosa, escamosa.

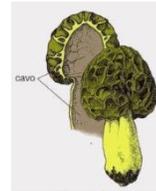


Color de la esporada:

GRUPO II: *Ascomycetes*

ASCOCARPO.-

Forma: Globosa, subglobosa, abortiva, cónica, boina, piriforme, ovoide, mazorca de maíz, con raicillas, copa, disco, asimétrico, cóncavo, subcóncavo.



Consistencia: Carnosa, gelatinosa, subgelatinosa, áspera, dura, elástica, quebradiza, corchosa, leñosa, cartilaginosa, coriácea.

Superficie: Lisa, venosa, granulosa, escamosa, alveolada-acanalada, dentada, hirsuta, aterciopelada, con costillas transversales, con costillas longitudinales.

Medida largo por ancho:

Color:

HIMENIO.-

Superficie: Lisa, hirsuta, fibrulosa, villosa.

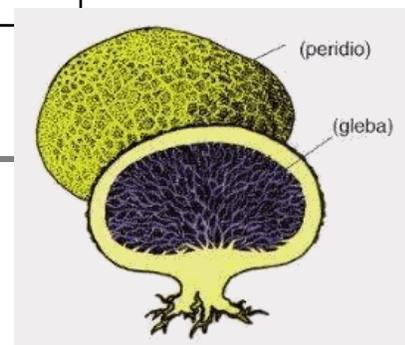
Color:

ESTÍPITE.-

Superficie: Presente, ausente, mal definido, cilíndrico, enterrado, liso, hirsuto, alveolado-acanalado, granuloso, escamoso, aterciopelado.

Color:

GRUPO III: *Gasteromycetes*



PILEO.-

Forma: Estrellada, globosa, piriforme, convexa, cóncava, cilíndrica- convexa, cilíndrica-cóncava, copa y de red.

Consistencia: Polvorienta, corchosa, esponjosa, quebradiza, compacta, dura, flexible y áspera.

Superficie: Lisa, agrietada, escamosa, alveolada, granulosa, villosa y aterciopelada.

Poros apicales: Presenta, ausente, mal definido, estriado, liso e hirsuto.

Peridio: Con endoperidio, con exoperidio o en gajos.

Medida largo por ancho:

Color:

Olor: Ausente, desagradable, fúngico, aromático, nauseabundo y hule.

HIMENIO.-

Consistencia: Carnosa, polvorienta, papirácea, glutinosa, corchosa, seca o compacta.

Color:

ESTÍPITE.-

Forma: Presenta, ausente, mal definido, subterráneo, con alvéolos o cilíndrico.

Consistencia: Esponjosa, fibrilosa, subleñosa, quebradiza o flexible.

Color:

GRUPO IV: *Aphyloporales*

PILEO.-

Forma: Coral, dedo, resupinado, efuso-reflejo, convexo-plano, abanico.

Consistencia: Carnosa, quebradiza, coriácea, leñosa.



Carpoforo en relación con el substrato: sesil, dimidiado, rusipinado.

Superficie: Lisa, rugosa, hirsuta, aterciopelada, vellosa, agrietada.

Medida largo por ancho:

Color:

Reacción con koh u otra sustancia: Positiva, negativa.

CONTEXTO.-

Consistencia: Carnosa, leñosa.

Medida en grosor:

Reacción con koh u otra sustancia:

Sabor:

Color:

HIMENIO, POROS, DIENTES .-

Forma: Circulares, hexagonales, irregulares, alargados, laberintiformes.

Medida longitud de los poros:

Color:

ESTÍPITE.- Sésil, estipitado, dimidiado, resupinado.

Forma: Lateral, central, subterráneo.

Superficie: Lisa, viscosa.

Consistencia: Fibrosa, áspera, leñosa, laqueado.

Color:

REPORTE

1. ACTIVIDADES:

1. Reporte las descripción de 12 hongos de Baja California, 3 de cada Clase, siguiendo la metodología indicada.
2. Indique 10 especies del orden *Agaricales* muy frecuentes en la región.
3. Indique 10 especies de la clase *Ascomycetes* muy frecuentes en la región.
4. Indique 10 especies de la clase *Gasteromycetes* muy frecuentes en la región.
5. Indique 10 especies del a la clase *Aphylophorales* muy frecuentes en la región.

CARACTERIZACIÓN MICROSCÓPICA DE BASIDIOMYCETES Y ASCOMYCETES

OBJETIVO:

Conocer la estructura microscópica de los *Ascomycetes* y *Basidiomycetes*.

MATERIAL:

1 estuche de disección (bisturí)

Alcohol

5 portaobjetos

Azul de algodón

5 cubreobjetos

KOH 5 %

Una tira de “foam” fino

Aceite de inmersión

1 gotero

Equipo:

1 pizeta

Microscopio compuesto

Papel seda

Material biológico:

Papel secante

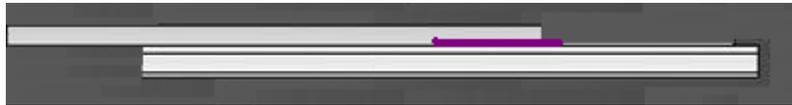
Especímenes frescos o deshidratados de *Ascomycetes* y *Basidiomycetes*.

Picadientes

Reactivos:

MÉTODO:

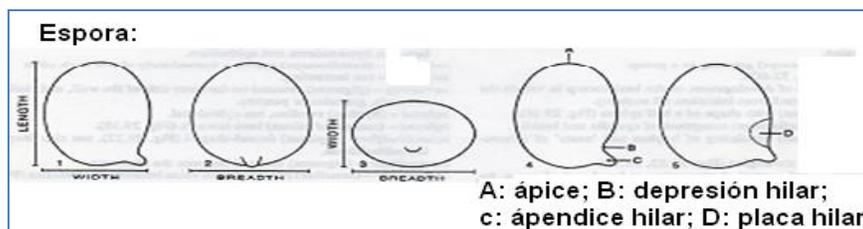
1. Efectuar un corte transversal del contexto, observar al microscopio las hifas y el acomodo de éstas.
2. Realizar corte transversal de región himenial para observación de ascas o basidios según sea el caso. Para ello coloque un portaobjetos y sobre este un pequeño corte de la región himenial, sobre este pequeña muestra coloque otro portaobjetos de tal manera que pueda servirle de guía para realizar cortes muy finos con ayuda de su bisturí.



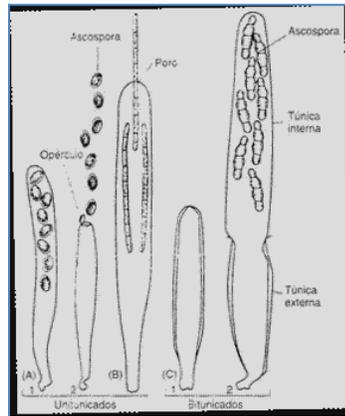
3. Teñir con azul de algodón. Para ello colocar su muestra en el centro y subdividir una gota de azul de algodón desde el extremo del portaobjetos a la cercanía de la muestra. Ya que obtenga la tinción deseada, coloque el cubreobjetos y proceda a la observación microscópica de la muestra.



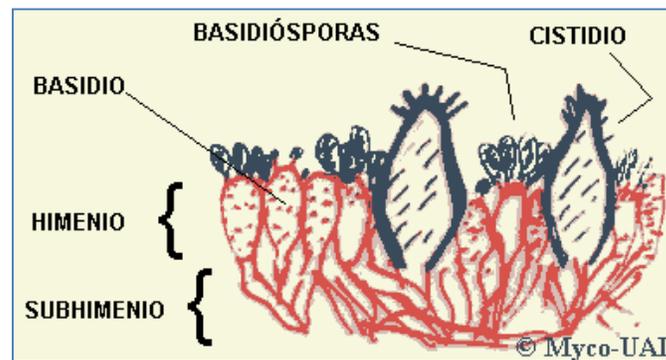
4. Observación de esporas:



5. Ascocarpos: región hímenial, ascas, paráfisis y ascosporas



6. Basidiocarpos: región hímenial, basidios, cistidios y basidiosporas.



3.- Observación de basidios:

A) No tabicados.

B) Tabicados transversalmente.

REPORTE:

Integre en su reporte los resultados de las actividades y cuestionario:

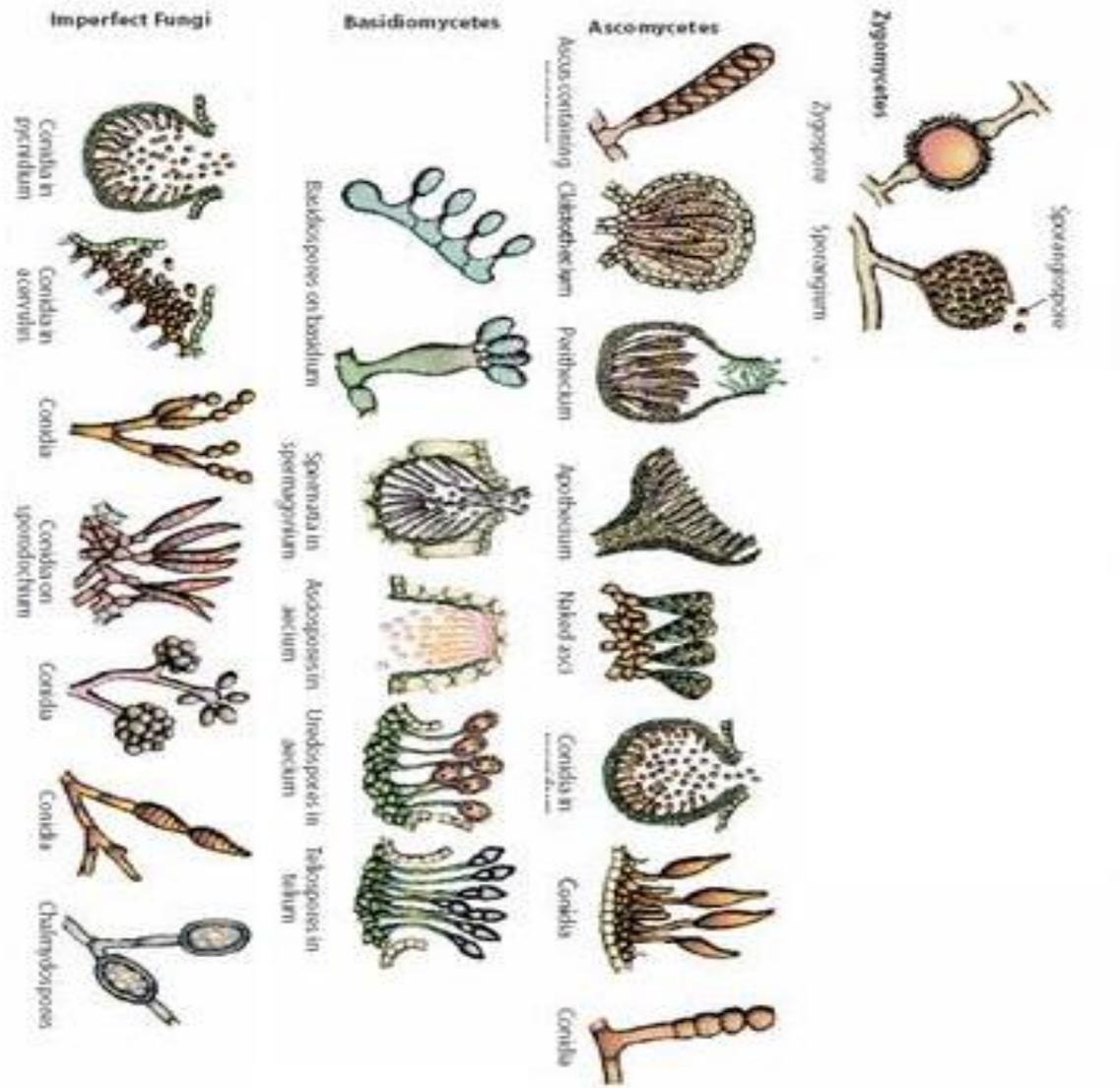
Actividades:

2- Presente 3 preparaciones semipermanentes de basidiomicetos.

3.-Presente 3 preparaciones semipermanentes de ascomicetos.

CUESTIONARIO

- 1.- Enliste 5 *Basidiomycetes* con basidios tabicados.
- 2.- ¿Qué tipo de basidio presentan las "setas"?
- 3.- Enliste varios ejemplares coprófilos de importancia para el hombre.
- 4.- Describa brevemente la estructura y desarrollo de un basidio y las basidiosporas.
- 5.- Enuncie brevemente los Órdenes en que se divide la Clase *Basidiomycetes* y las características de éstos.
6. Describa brevemente el ciclo de un ascomiceto: fase anamórfica y telomórfica.
7. Presente el esquema de los tipos más comunes de ascas.
8. Enliste 3 géneros con apotecio, 3 con peritecio, 3 con cleistotecio y 2 con lóculos.



Micelio septado

ESTUDIO Y RECONOCIMIENTO DE LA MORFOLOGÍA DE LOS LÍQUENES

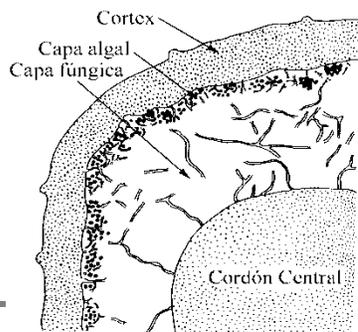
PRINCIPIO:

Distintos tipos de talo que presentan los líquenes:

- 1.- Talo crustáceo: Totalmente incluido en el sustrato.
- 2.- Talo escuamuloso: Formado por escamas más o menos adheridas al sustrato.
- 3.- Talo foliáceo: Tiene aspecto de lámina que puede presentar distintos tipos de fijación al sustrato.
- 4.- Talo frutículoso: Talo generalmente colgante, formado por lacinias y fijado al sustrato por un punto.
- 5.- Talo gelatinoso: Consistencia gelatinosa cuando está húmedo.

Todos los tipos anteriores presentan talo simple. También existen líquenes con talo compuesto (Fig. C). En estos últimos distinguiremos entre talo primario (horizontal y escuamuloso o foliáceo) y talo secundario (frutículoso) denominado podocio.

Como ejemplo, el talo frutículoso, que desde el exterior al interior presenta las siguientes capas:



- Corteza o córtex superior: constituida exclusivamente por hifas del hongo.

- Capa gonidial (capa algal): formada por células del alga entremezcladas con hifas del hongo.

- Zona medular (capa fúngica): compuesta únicamente por hifas.

OBJETIVOS:

Mostrar al estudiante la morfología básica de los líquenes y demostrar la estrecha relación entre hongos y algas.

MATERIALES:

Placa de vidrio o caja de petri

Gotero

Pinzas

Equipo:

Bisturí

Estereomicroscopio

Pizeta

Microscopio compuesto

5 portaobjetos

Material biológico:

5 cubreobjetos

5 Especímenes de líquenes.

MÉTODO:

Tome cada una muestra de las muestras de liquen y realice los siguientes pasos:

1. Con el Microscopio estereoscópico, observe el aspecto externo del liquen.

Elaborando las ilustraciones de cada estructura observada en el exterior del liquen, tanto en la región superior, como en la inferior.

2. Realice un corte transversal del talo y observe al microscopio compuesto
 - a. ¿Qué tipo de talo presenta este liquen: homómero o heterómero?
 - b. Haga una ilustración del corte rotulando sus observaciones.
3. Realice un corte transversal de un apotecio

- a. Haga un dibujo del corte y rotule sus observaciones.
4. Realice un corte transversal de un soledio, isidio o podocio, según sea el caso.
5. Describa que tipo de esporas presenta este liquen?

REPORTE:

Adicionalmente a las observaciones anteriormente requeridas, describa a cinco líquenes de la península de Baja California, anotando su distribución, hábitat y potencial uso.

LITERATURA RECOMENDADA:

Ainsworth & Bisby's Dictionary of the Fungi by D.L. Hawksworth, P. M. Kirk, B. C. Sutton Contributor), D. N. Pegler, Ainsworth, D. L. Hawksworth, C A B Intl.

Arora D Mushrooms demystified.. Ten Speed Press.

Barnes, R. D. Zoología de invertebrados. Edit. Interamericana. México.

Boddy, Frankland & van West. Ecology of Saprotrophic Basidiomycetes. 2008

Herrera Teofilo y M. Ulloa. El reino de los hongos, 1990. UNAM.

Kendrick Henry. The V Kingdom.

Kudo, R. Introducción a la protozoología. Edit. Cecsá. México.

Meglitsch, M. Zoología de los invertebrados. Edit. Blume. España.

Smith & Read, Mycorrhizal Symbiosis, 3rd Edition, 2008

Webster, J. Introduction to fungi. 1980. Cambridge University Press.

Westphal A. Zoología especial: protozoos. Edit. Omega. España.