



UNIVERSIDAD MICHOACANA DE
SAN NICOLÁS DE HIDALGO



FACULTAD DE BIOLOGÍA



MANUAL DE PRÁCTICAS DEL LABORATORIO DE ARTRÓPODOS CICLO ESCOLAR 2024/2025

ELABORADO POR: Dra. Margarita Vargas Sandoval, Dr. José Isaac Figueroa de la Rosa, M.C. Ana Leticia Escalante Jiménez, Biol. Luz Lilia Jiménez Rico, M.C. Víctor Mondragón Noguez, Dra. Ana Mabel Martínez Castillo

ACTUALIZACIÓN: Dra. Margarita Vargas Sandoval, Biol. Luz Lilia Jiménez. Junio del 2024.

Nombre del alumno(a): _____

Sección _____ **Matrícula** _____

Profesor _____

Técnico Académico _____

Ciclo Escolar _____

Calificación final

Observaciones _____

PRESENTACIÓN

Se han generado diversas hipótesis con relación al origen del filo Arthropoda, la más apoyada, desde el punto de vista morfológico y molecular es que forma un grupo monofilético junto con Onychophora y Tardigrada. Algunos autores incluyen a Chaetognatha y Gnatostomulida, dentro de los Ecdysozoa; sin embargo, la mayoría de los autores que reconocen el clado Ecdysozoa, consideran que está compuesto por los filos Cycloneuralia y Panarthropoda (pero no Chaetognatha y Gnatostomulida).

Arthropoda es el grupo más grande y diverso del reino animal, en ellos encontramos las más extraordinarias estrategias y adaptaciones a las diversas condiciones ambientales. Debido a sus características morfofuncionales, ha logrado una diversificación extraordinaria, que les conduce a ocupar una enorme variedad de nichos ecológicos. Es el grupo zoológico que domina gran variedad de hábitats en diferentes ecosistemas de todo el mundo, por lo tanto, ha desarrollado diversas formas y hábitos. Dentro de este grupo destacan los arácnidos y los insectos, competidores de los recursos naturales aprovechados por el hombre, causando daño a plantaciones agrícolas, forestales, animales silvestres, domésticos y al hombre, pero estos también presentan importancia ecológica como reguladores poblacionales de plagas, en diversos ecosistemas, sin dejar a un lado a los crustáceos que proporcionan beneficios económicos a la población humana. Es importante destacar también que dentro de la clase Arachnida hay taxones que representan importancia médica, al ser la causa de muertes sobre todo en la población infantil mundial.

Este manual comprende un total de nueve prácticas, con un formato donde se incluye una parte de introducción (donde el alumno realizará una tarea previa acerca del grupo a trabajar en la sesión correspondiente), objetivos, material de laboratorio y biológico a utilizar, un desarrollo de la práctica para orientar el trabajo a realizar en cada sesión con el fin de obtener resultados y conclusiones satisfactorias. Además, se incluye un cuestionario con el objetivo de reforzar el aprendizaje de cada sesión de laboratorio.

Como material adicional se proporcionará claves de identificación para cada grupo a nivel de Orden y Familia, glosarios de cada grupo y otro material de consulta para el desarrollo de la práctica.

Finalmente, este manual práctico pretende ser una guía adecuada para que el alumno tenga un buen apoyo en el curso y así adquirir las bases prácticas del estudio de Arthropoda y grupos afines, desde la aplicación de los métodos de colecta en el campo, morfología básica, taxonomía e importancia.

CONTENIDO

PRÁCTICA 1. TÉCNICAS DE RECOLECTA, PRESERVACIÓN, FIJACIÓN Y MONTAJE.....	5
PRÁCTICA 2. ELABORACIÓN DE MATERIALES DE RECOLECTA	9
PRÁCTICA 3. PARARTHROPODA	10
PRÁCTICA 4. MORFOLOGÍA EXTERNA DE ARTHROPODA.....	12
PRÁCTICA 5. PREPARACIÓN DE APÉNDICES Y ESTRUCTURAS DE ARTHROPODA	18
PRÁCTICA 6. CHELICERATA	21
PRÁCTICA 7. MYRIAPODA	24
PRÁCTICA 8. MORFOLOGÍA Y CLASIFICACIÓN DE CRUSTACEA	29
PRÁCTICA 9. HEXAPODA	36

ANEXOS

ANEXO I. REGLAMENTO PARA LOS ALUMNOS DEL LABORATORIO DE ARTHROPODA.....	42
ANEXO II. LINEAMIENTOS A CUMPLIR EN LAS SESIONES DEL LABORATORIO.	42
ANEXO III. LINEAMIENTOS PARA SU REPORTE	43
ANEXO IV. EVALUACIÓN PARA ACREDITAR EL CURSO DE ARTRÓPODOS.	43
ANEXO V. LITERATURA DE CONSULTA PARA EL LABORATORIO DE ARTHROPODA.....	44

PRÁCTICAS 1

TÉCNICAS DE RECOLECTA, PRESERVACIÓN, FIJACIÓN Y MONTAJE

Objetivo

Conocer los principales métodos de recolecta y preservación de los Onychophora, Tardigrada y Arthropoda, así como su fundamento.

Investigación: (Tarea elaborada por el alumno)

Principales técnicas de colecta, montaje y preservación de los diferentes organismos tanto terrestres como acuáticos que se estudiarán en esta zoología (Onychophora, Tardigrada y Arthropoda).

Resultados:

A). Esquematiza el tipo de trampa de efecto físico utilizada para la captura de artrópodos rastreros.

¿Cómo funciona?

¿Para qué tipo de organismos recomendarías esta técnica?

¿Qué tipo de fijador se requiere para conservar las muestras y en que concentración?

B) Esquematiza una trampa para la captura de algún grupo de artrópodo en particular, utilizando una sustancia atrayente específica, fijador y su concentración.

Cuestionario:

1. ¿Cuántos tipos de recolecta en general se utilizan para la recolecta de artrópodos? Da un ejemplo de cada tipo.

2. Menciona el fijador que, por su economía, fácil manejo y seguridad se utiliza para la recolecta de artrópodos. ¿A qué concentración se recomienda usar?

3. Explica cómo se recolectan los artrópodos acuáticos y si se utiliza un tipo de trampa, ¿Cuál sería?

4. ¿Qué método de recolecta se recomienda para el estudio de la fauna edáfica de micro-artrópodos? Describe el procedimiento.

5. ¿Cómo se recolecta y sacrifica un lepidóptero? y ¿De qué manera se conserva para su traslado al laboratorio?

6. Menciona otros fijadores utilizados para la recolecta de artrópodos, señala las ventajas y desventajas para su uso.

7. ¿Qué sustancia química es la más recomendada para preparar el frasco letal para la recolecta en campo? Explica sus ventajas y desventajas.

Conclusiones:

Literatura consultada:

PRÁCTICA 2.

ELABORACIÓN DE MATERIALES DE RECOLECTA

Investigación: (Tarea elaborada por el alumno) Importancia de la selección de los materiales que se utilizan, para elaborar las redes o trampas para la colecta de los distintos organismos que se estudian en esta materia (Onychophora, Tardigrada y Arthropoda).

Objetivos:

Que el estudiante adquiera la destreza para elaborar el equipo básico de recolecta, mediante el uso de material de bajo costo.

Materiales: (Especificados por el técnico).

Red Entomológica

- **Aro de la red entomológica:** solera de aluminio de media pulgada de ancho y 3 mm de grueso y de ancho 1.2 cm de ancho (o $\frac{1}{2}$ pulgada), longitud 126 cm
- **Tubo de aluminio** ligero de 1 pulgada o $\frac{3}{4}$, 120 cm de longitud
- **Tela organza** blanca y suave (razo francés), 3 m o más dependiendo de la cantidad de redes.
- Taladro y broca para metal
- Remaches o tornillos (con tuercas) del tamaño de la broca
- Remachadora (si utilizan remaches)
- Hilo blanco y aguja para coser
- Tijeras para cortar tela

Red Entomológica de golpeo

- **Aro de la red entomológica:** solera de aluminio de media pulgada de ancho y 3 mm de grueso y de ancho 1.2 cm de ancho (o $\frac{1}{2}$ pulgada), longitud 126 cm
- **Tubo de aluminio** ligero de 1 pulgada o $\frac{3}{4}$, 80 cm de longitud
- **Tela lona o manta blanca**, 3 m o más dependiendo de la cantidad de redes.
- Taladro y broca para metal
- Remaches o tornillos (con tuercas) del tamaño de la broca
- Remachadora.
- Hilo blanco y aguja para coser
- Tijeras para cortar tela

Trampa Pit-fall

- * Botella plástica de refresco (De las de 2L, retornables)
- * Cegueta con arco

Red cilindro para mariposas

- * Tela organza suave (razo francés) y de color blanca (No brillante)
- * Tijeras
- * Hilo blanco y aguja

- * Aros (solera de aluminio) igual y estos sí se puedan sustituir por aros de costura, hay unos de plástico (duro)
- * Charola de plástico del diámetro de los aros
- * Plato hondo de plástico, más pequeño que la charola

Trampa de luz

- * Portalámpara con socket
- * Foco
- * Cables de luz
- * Láminas (pequeñas o bastidor con mosquitero)
- * Alambre
- * Embudo
- * Frasco de plástico

Trampa de pantalla

- * Tela blanca (dos metros cuadrados) otro metro para parte basal y agarraderas
- * Hilo y aguja
- * Tijeras

Red D

Solera de acero inoxidable de una pulgada y media de ancho y 3 mm de grueso. Ya traer la D armada y pegada al tubo (dentro de la D, va otra D un poco más pequeña, lo suficiente para que embone con la otra y el cono de la red (tela).

Tubo de acero inoxidable de 1 pulgada o $\frac{3}{4}$ de ancho por 1.20 m

Tela de preferencia lona blanca y para el cono de la red tela malla para serigrafía.

Gradilla

- * Un pedazo chico de madera de una pulgada de ancho y alto
- * Broca fina (un clavo)
- * Taladro (martillo y pinzas mecánicas, si se usa un clavo)

Restirador (para mariposas)

- * Madera
- * Tornillos y tuercas
- * Pegamento blanco

Frasco aspirador

- Un frasco mediano de plástico
- 1/2 metro de manguera de nivel de $\frac{1}{4}$ de pulgada (manguera flexible)
- 1/2 metro de manguera de nivel de un $\frac{3}{16}$ de pulgada o medio metro de manguera de acuario
- Silicon o pegamento para PVC

Trampa paraguas

- * Tela Manta blanca (un metro cuadrado, de preferencia blanca)
- * Tubos de pvc (palos de madera)
- * Hilo y aguja
- * Tijeras

Cámara húmeda

- Frasco de vidrio, de boca ancha.
- Papel secante
- Arena blanca (puede ser agrolita)

Cámara letal

- Frasco de vidrio, de boca ancha.
- Algodón
- Acetato de etilo

Sobres de papel glassin

- Papel encerado

Otro tipo de material útil para la elaboración del equipo de campo: hilo, aguja de canevá, pinzas de electricista y de punta, lima para metal, taladro, pegamento para plástico, silicón, etc.

DESARROLLO

Sigue las indicaciones del técnico, para la elaboración de trampas, redes y materiales necesarios para realizar una colecta de campo

Resultados:

Elaborar esquemas y/o fotografías del proceso de la elaboración de los materiales y de estos ya terminados.

PRÁCTICA 3

PARARTHROPODA

Investigación: Tarea elaborada por el alumno. Características generales, clasificación taxonómica; clases, órdenes y familias comunes, importancia (ecológica y económica). Grupos a tratar: Onychophora y Tardigrada.

Objetivos:

- Observar las características morfológicas de Pararthropoda.
- Reconocer los caracteres diagnósticos de los diferentes grupos y los que comparten con los grupos de Arthropoda.
- Adquirir los conocimientos y habilidades para identificar a diferentes niveles taxonómicos.

MATERIALES

Microscopio compuesto y estereoscópico
Cajas de Petri
Agujas de disección
Pincel
Portaobjetos
Cubreobjetos
Claves taxonómicas
Agua destilada
Alcohol al 70%

ESPECÍMENES

- Ejemplares preparados que proporcione el profesor.
- Musgo recolectado por los alumnos, ocho días antes de la práctica.

DESARROLLO

La presente práctica se realizará en una sesión:

1. Observación y descripción de tagmas y apéndices (elaborar esquemas de cada ejemplar observado).
2. Comparación morfología de estos grupos con los Arthropoda, usados los ejemplares proporcionados y sus modelos a escala.
5. Elaborar un cuadro sinóptico de los caracteres diagnósticos de cada grupo.

Resultados:

Elaborar esquemas y un cuadro sinóptico de las estructuras conservadas de los ejemplares proporcionados.

Realizar un modelo a escala de alguno de los grupos de esta práctica, con el tipo de material que elijan (un modelo por mesa).

Cuestionario:

1. ¿Qué diferencias observaste entre un apéndice locomotor de un Onychophora y uno de Tardigrada?

2. ¿Qué apéndices cefálicos presentan los diferentes grupos observados?

3. ¿Qué diferencias observaste entre el aparato bucal de un Tardigrada en comparación de un Onychophora?

4. Investiga y responde: ¿Qué diferencias existen entre los apéndices locomotores de Tardigrada y Onychophora en comparación con Arthropoda?

5. ¿Qué procesos (estructuras) cuticulares reconociste en los diferentes grupos observados?

Conclusión:

Literatura consultada:

PRÁCTICA 4.

MORFOLOGÍA EXTERNA DE ARTHROPODA

Investigación: Tarea elaborada por el alumno. Plan corporal de los Arthropoda.

Objetivos:

1. Conocer los tagmas presentes en Arthropoda y las características morfológicas que diferencian a cada uno de los grupos.
2. Observar los diferentes procesos cuticulares presentes en la pared corporal.
3. Reconocer la variación de apéndices locomotores y su función: caminadora, saltadora, raptora, nadadora, cavadora y copuladora.
4. Diferenciar los apéndices involucrados en la alimentación de cada grupo y las modificaciones que presentan.
5. Reconocer las adaptaciones de los apéndices del abdomen y la función que desempeñan.

Material:

a) De laboratorio:

Microscopio compuesto
Microscopio estereoscópico
Cajas de Petri
Bisturí
Agujas de disección
Pinzas finas
Alcohol al 70%
Portaobjetos y cubreobjetos

b) Biológico:

Ejemplares de diferentes grupos de Arthropoda: arácnidos, crustáceos, miriápodos e insectos.

Cada equipo deberá traer material biológico previamente recolectado.

Desarrollo:

1. Observar e identificar los principales grupos de Arthropoda. Comparar el exoesqueleto con respecto a su estructura, coloración y forma.
2. Distinguir los diferentes tagmas de los ejemplares observados, señalar sus principales diferencias (elabora esquemas de cada organismo).
3. Observar y diferenciar los tipos de apéndices y estructuras presentes en Arthropoda:
 - a) **Cefálicos:** antenas, anténulas, quelíceros, pedipalpos, mandíbulas, maxilas, maxílulas, labro y labio.
 - b) **Torácicos:** Patas.
 - c) **Abdominales:** telson, órganos reproductores, cercos, etc.

4. Con todos los ejemplares observados, elabora un cuadro comparativo, donde se anotarán las principales diferencias de los grupos entre tagmas, segmentos, apéndices y estructuras presentes en los ejemplares.

A) Realiza esquemas de los artrópodos observados y señala los tagmas en cada grupo.

Ejemplar de Trilobita (fósil)	Ejemplar de Merostomata
Ejemplar de Arachnida	Ejemplar de Picnogonida

Ejemplar de Chilopoda	Ejemplar de Diplopoda
Ejemplar de Crustacea	Ejemplar de Insecta

B) Elabora esquemas de los apéndices: cefálicos, torácicos, y abdominales observados en cada uno de los organismos. Indica el número de artejos, su nomenclatura y función adaptativa.

C) Elabora un cuadro comparativo de la morfología de cada uno de los grupos actuales y extintos de Arthropoda: Señala su forma, número de tagmas, tergitos y sus diferencias particulares.

Cuestionario:

1. ¿Qué diferencias observaste entre un apéndice locomotor de una araña en comparación con el de un insecto?

2. ¿Qué apéndices cefálicos están ausentes, comparando un arácnido con respecto a los demás Arthropoda observados?

3. ¿Qué diferencias observaste entre el aparato bucal de un arácnido y los demás grupos de Arthropoda?

4. ¿Qué diferencias observaste entre apéndices típicos de los crustáceos con los otros grupos de Arthropoda?

5. ¿Qué procesos cuticulares reconociste en las diferentes clases de Arthropoda observados?

Conclusión:

Literatura consultada:

PRÁCTICA 5.

PREPARACIÓN DE APÉNDICES Y ESTRUCTURAS DE ARTHROPODA

Investigación: Tarea elaborada por el alumno. Características generales, tipo y función de los diferentes apéndices de Arthropoda.

Objetivos:

1. Conocer las principales técnicas de preparación de apéndices y estructuras morfológicas para el estudio de Arthropoda.
2. El alumno será capaz de desarrollar y manejar las principales técnicas de montaje y preservación.

Material:

a) De laboratorio:

KOH al 10% y 5%
Vasos de precipitado de 25, 50 y 100 ml.
Tubos de ensaye
Agujas de disección
Resina sintética
Bisturí
Portaobjetos
Cubreobjetos
Cajas de Petri
Alcoholes graduales 70, 80, 90% y absoluto
Esmalte transparente para uñas
Líquido de Hoyer
Fucsina ácida
Violeta de genciana
Eosina
Xilol
Ácido acético
Pinzas de relojero
Pinzas de curación
Microscopio compuesto y estereoscópico
Pincel
Algodón
Agua destilada
Azul de metileno
Lactofenol
Líquido de Kono

b) Material biológico

Ejemplares de diferentes organismos de Arthropoda en seco o fijados en alcohol al 70%.

Cada equipo deberá traer material para disectar apéndices.

Desarrollo:

Técnica de montaje en resina:

1. Disectar desde la base del primer segmento la estructura apendicular a montar en la laminilla.
2. Aclarar con KOH al 10% (en frío a caliente), esto dependerá de la estructura a montar, depositando las partes en un tubo de ensaye o en un vaso de precipitado de 50 ml, calentar el tiempo que sea necesario (hasta que las estructuras se observen translúcidas). En frío, la estructura se puede dejar varios días hasta que se haya completado el proceso.
3. Lavar con agua destilada y pasar por ácido acético al 10% hasta dos veces.
4. Lavar nuevamente con agua destilada.
5. Teñir con fucsina ácida de 15 a 20 minutos para contrastar partes de las estructuras a observar.
6. Deshidratar en alcoholes graduales desde 70% hasta absoluto. De 5 a 10 minutos en cada uno.
7. Aclarar con xilol.
8. Montar en resina sintética.
9. Etiquetar la preparación.

Preparación de un artrópodo pequeño:

1. Hacer una pequeña punción con un alfiler o con una aguja de disección muy fina, en la región ventral del organismo.
2. Colocarlo en un tubo de ensaye agregándole hidróxido de potasio (KOH) al 10% para aclararlo; se calienta poco a poco para evitar una reacción fuerte o que se aclare demasiado, hasta haber obtenido sólo el exoesqueleto del artrópodo.
3. Teñir con colorante por cinco minutos; en caso de que el organismo sea de color muy oscuro, no es necesario teñirlo.
4. Posteriormente se deshidrata con alcoholes graduales del 70% hasta alcohol absoluto.
5. El tiempo que debe permanecer el organismo en cada alcohol es de cinco minutos, decantando el exceso entre cada cambio.
6. Se transparenta con xilol para eliminar lo opaco provocado por el alcohol.
7. Montar en resina sintética en un portaobjetos y posteriormente, se coloca el cubreobjetos. El exceso de resina se puede eliminar con xilol.
8. Se deja secar, para posteriormente etiquetarlo.

Datos que debe llevar la preparación de los artrópodos o sus apéndices:

Colección: (Lab. o Instituto)	Datos taxonómicos
Localidad	Orden/Familia/ o especie
Fecha	
Hospedero, hábitat, técnica de recolecta	Apéndice, nombre común o
Recolector	Determinó: J, L.

Preparación de genitalia de Lepidoptera:

Esta técnica es muy utilizada para el estudio de **lepidópteros**, con el fin de aclarar dudas taxonómicas en la identificación hasta nivel de especie, ya que es más rápida en comparación con la preparación de otras estructuras muy esclerosadas:

1. Disectar los últimos 3 segmentos abdominales del ejemplar.
2. Calentar la estructura en un vaso de precipitado de 50 ml., con solución de KOH al 5%, hasta el punto de ebullición de 1 a 2 minutos. Si es genitalia muy esclerosada, repetir el paso, cuidando de no dañar la estructura hasta que se aclare.
3. Colocar en una caja de Petri, con agua destilada y con agujas de disección, separar los residuos de materia orgánica de la parte esclerosada y enjuagar bien.
4. Finalmente ya limpia la estructura se tiñe con violeta de genciana.
5. Transferir a alcohol al 70%.
6. Colocar en un portaobjetos y agregar una gota de xilol. Dejar secar.
7. Agregar resina sintética, cubrir con un portaobjetos.

Nota: en caso de que la observación sea temporal, se coloca en un frasco con alcohol al 70% y glicerina.

Técnica de preparación de epiginio en arañas:

1. Ubique el surco epigástrico en la parte ventral del organismo. Con unas pinzas y bisturí recorte la placa genital, esto debe ser con sumo cuidado para no dañar el epiginio.
2. Colocar la genitalia en un vidrio de reloj o portaobjetos y limpiar con agua destilada, separando fragmentos de cutícula que no sean parte del epiginio.
3. Para aclarar la estructura se utiliza KOH de 5 a 10% depositando la genitalia de 6 a 8 horas, pero si requiere reducir el tiempo de trabajo, se aplica calor durante 10 minutos. Otra forma es colocar en líquido de Faure (de 2 a 5 minutos) y enjuagar en agua destilada.
4. Si la preparación es temporal depositar la genitalia en un micro vial en alcohol al 70%. Si requiere montarla permanentemente, se coloca en un portaobjetos con 2 a 3 gotas de formaldehído de dimetil hidantoina (DMHF) y se deja secar durante un día, no requiere cubreobjetos, ya que la solución se endurece y queda cristalina, y se observa perfectamente.
5. Etiquetar la preparación.

Resultados:

Cada alumno realizará una preparación en laminilla, bajo las técnicas antes mencionadas y esta será entregada al profesor de laboratorio al final de la sesión, como parte de la evaluación de esta práctica.

PRÁCTICA 6.

CHELICERATA

Investigación: Tarea elaborada por el alumno: Características generales, clasificación, importancia económica y biológica (Entregar antes de la sesión).

Objetivos

- Observar las características morfológicas de Chelicerata.
- Reconocer los caracteres diagnósticos de los diferentes grupos.
- Adquirir los conocimientos y habilidades para identificar a diferentes niveles taxonómicos.

Materiales

- Pinzas de relojero
- Pinzas de curación
- Microscopio compuesto y estereoscópico
- Cajas de Petri
- Bisturí
- Agujas de disección
- Pincel
- Portaobjetos
- Cubreobjetos
- Algodón
- Claves taxonómicas
- Agua destilada
- Alcohol al 70%

Material biológico

Xiphosura, Pycnogonida, Schyzomida, Aranae, Pseudoescorpionida, Scorpionida, Opilionida, Uropygi, Solifuga, Amblypygi y Acari.

Claves taxonómicas

- Para determinar a nivel de Orden y Familia.
- Literatura sobre el grupo.

Desarrollo:

La presente práctica se dividirá en dos sesiones.

Sesión I

1. Observe los ejemplares con especial cuidado en las estructuras diferenciales entre los representantes de cada grupo y realice un cuadro comparativo con las características que distinguen al grupo.
2. Durante el desarrollo de la práctica se discutirá sobre los caracteres diagnósticos de cada grupo.

Sesión II

3. Identificar ejemplares de la clase Arachnida a diferentes niveles taxonómicos.

Resultados

Elabore un cuadro comparativo de las características de los diferentes órdenes de la Clase Arachnida. Formato:

Orden	Prosoma Forma/No. Seg.	Opistosoma Forma/No. Seg.	Pedipalpos Forma/Función	Quelíceros Forma	Telson. Forma/Función

(Agrega las filas necesarias)

Cuestionario

1. Mencione las diferentes modificaciones de los quelíceros en órdenes de arácnidos y ¿cuál es su función?

2. Mencione las diferentes modificaciones de los pedipalpos en órdenes de arácnidos y cuál es su función.

3. ¿Cuáles son las especies y/o géneros de arañas y alacranes de importancia médica para el humano en nuestro país?

4. ¿Qué adaptaciones para la defensa han desarrollado los arácnidos?

Conclusiones:

Literatura consultada:

PRÁCTICA 7

MYRIAPODA

Investigación: Tarea elaborada por el alumno: Características generales, clasificación, importancia económica y biológica.

Objetivos:

Observar las características morfológicas de Myriapoda.
Reconocer los caracteres diagnósticos de los diferentes grupos.
Adquirir los conocimientos y habilidades para identificar a diferentes niveles taxonómicos.

Material:

Pinzas de relojero
Pinzas de curación
Microscopio compuesto y estereoscópico
Cajas de Petri
Bisturí
Agujas de disección
Pincel
Portaobjetos
Cubreobjetos
Algodón
Claves taxonómicas
Agua destilada
Alcohol al 70%

Material biológico

Principalmente aquellos colectados por alumnos y los que proporcione el profesor.

Claves taxonómicas

Para determinar a nivel de Orden y Familia.
Literatura sobre el grupo.

Desarrollo:

La presente práctica se realizará en una sesión

1. Observar la morfología externa de cada ejemplar, señalando las estructuras propias de cada organismo (elabora los esquemas).
2. Identificar ejemplares de Myriapoda a diferentes niveles taxonómicos; que incluya la diagnosis de los ejemplares observados.

3. Elabora un cuadro **comparativo** a nivel de Clase y Orden, utilizando los siguientes caracteres morfológicos: tagmas, número de segmentos por tagma, número de apéndices por segmento, posición del gonópodo, modificaciones apendiculares, ojos, etc.

Resultados:

- A) Elabora esquemas de los ejemplares (señalando estructuras observadas):

B) Cuadro comparativo de los miriápodos observados:

Cuestionario:

1. ¿Qué es el gnatoquilario?

2. ¿Qué son los gonópodos y cuál es su función en Myriapoda?

3. ¿En dónde se encuentra el órgano de Tömösvary? Y ¿cuál es su función y en que órdenes se observa?

4. Señale tres características morfológicas para diferenciar Chilopoda de Diplopoda.

Chilopoda	Diplopoda

5. ¿Qué grupo de Myriapoda presenta modificaciones en los apéndices locomotores para la captura de sus presas, y como se denomina esta estructura? Realiza un esquema.

6. ¿Qué importancia ecológica presentan los miriápodos?

Conclusiones:

Literatura consultada:

PRÁCTICA 8

MORFOLOGÍA Y CLASIFICACIÓN DE CRUSTACEA

Investigación: Tarea elaborada por el alumno. Características generales, clasificación taxonómica; clases y familias comunes de México, importancia (ecológica y económica).

Objetivos:

1. Observar las características morfológicas de un crustáceo típico (malacostráceo).
2. Reconocer en cada caso los caracteres propios del grupo, evidenciando la variación de algunas estructuras (antenas, caparazón, pereion, pleon, etc.).
3. Identificar a nivel Orden y Familia, los grupos más representativos de la clase.

Material:

a) De Laboratorio:

- Microscopio estereoscópico
- Alcohol al 96%
- Paraformaldehido
- Pinzas de disección
- Agujas de disección
- Cajas de Petri
- Claves taxonómicas
- Literatura de consulta (referente al grupo a revisar)

b) Biológico:

Muestras de agua con cladóceros, *Artemia*, copépodos, *Triops*; percebes, camarones, cangrejos, langostas, langostinos, cochinillas de la humedad, etc. **Traer material por equipo.**

Desarrollo: Comprenderá dos sesiones de

laboratorio: Sesión I:

1. Colocar en una charola un ejemplar del cual se diferenciarán cada uno de sus tagmas, apéndices y estructuras que presentan. Realizar esquemas.
2. La misma operación se realizará para los órdenes más representativos del grupo.
3. Elabora un cuadro comparativo, resaltando los caracteres de los diferentes órdenes de crustáceos.

Realizar esquemas de los organismos y sus partes (de cada Orden). Deberá contener como mínimo: Orden, tagmas, apéndices cefálicos, torácicos y abdominales.

Sesión II:

4. Identificar a nivel clase, Orden y Familia, los ejemplares disponibles de crustáceos. Anexar una diagnosis de cada ejemplar identificado.

Resultados:

- A) Esquematizar las estructuras morfológicas de los crustáceos observados (camarón, cangrejo, etc.).**

B) Esquemas de los principales órdenes observados:

C) Cuadro comparativo de los diferentes órdenes identificados en la sesión.

D) Diagnosis de cada ejemplar identificado:

Cuestionario:

1. Señala por lo menos dos características exclusivas de Crustacea.

2. ¿Qué Orden identificado consideras el menos especializado morfo-funcionalmente y por qué?

3. ¿En qué Orden observaste los filopodios, qué forma presentan y qué función desempeñan?

4. ¿De los ejemplares observados, cuál es el Orden de crustáceo que presentó más especializaciones apendiculares?

5. De los crustáceos identificados en qué Orden reconociste dimorfismo sexual. ¿Cuál es la diferencia entre el macho y la hembra?

6. ¿De los crustáceos identificados en la práctica, que grupo carece de pleon, y por qué razón no lo presenta?

7. ¿Qué forma y función desempeñan los pleópodos de los braquiuros?

Conclusiones:

Literatura citada:

PRÁCTICA 9. HEXAPODA

Investigación: Tarea elaborada por el alumno. Características generales, clasificación taxonómica; clases, órdenes y familias comunes, importancia (ecológica y económica).

Objetivos:

- Observar las características morfológicas de Hexapoda.
- Reconocer los caracteres diagnósticos de los diferentes grupos.
- Adquirir los conocimientos y habilidades para identificar a diferentes niveles taxonómicos.

MATERIALES

- Pinzas de relojero
- Pinzas de curación
- Microscopio compuesto y estereoscópico
- Cajas de Petri
- Bisturí
- Agujas de disección
- Pincel
- Portaobjetos
- Cubreobjetos
- Placas de unicel de una pulgada
- Algodón
- Fistoles
- Mecheros
- Vasos de precipitado
- Palitos de madera (para brocheta)
- Claves taxonómicas
- Isopos
- Alfileres entomológicos (No. 1, 3 y 5)

- Agua destilada
- Alcohol al 70%

Ejemplares de Hexapoda

Principalmente aquellos recolectados por alumnos y los que proporcione el profesor.

DESARROLLO

La presente práctica se dividirá en tres sesiones:

Sesión I:

1. Descripción de tagmas y apéndices (elaborar esquemas de cada ejemplar observado).
2. Función de los apéndices: para la alimentación, locomoción, sensoriales y reproducción.

3. Montaje y preservación de hexápodos.

Sesiones II y III:

4. Identificar ejemplares de Hexapoda a diferentes niveles taxonómicos.

5. Elaborar un cuadro sinóptico de los caracteres diagnósticos de cada Orden (forma del cuerpo, tipo de aparato bucal, alas, patas, etc.).

6. Montaje y preservación de Hexapoda.

Resultados:

A) Realizar esquemas, señalando regiones corporales y estructuras, que presentan en cada tagma:

B) Realizar un cuadro comparativo de los órdenes de Hexapoda identificados:

C) De cada Orden identificado en la sesión, señala al menos 3 características diagnósticas

Cuestionario

1. Menciona cuatro características observadas de Hexapoda que los diferencia de los demás Arthropoda.

2. De los ejemplares observados, ¿Qué tipos de aparatos bucales distinguió? Proporcione un ejemplo de cada tipo.

3. Mencione el Orden que presente la siguiente modificación en los apéndices locomotores

Cavadores: _____

Saltadores: _____

Nadadores: _____

Prensos: _____

Recolectores: _____

4. ¿En cuáles de los órdenes identificados encontró modificaciones en antenas y alas?

5. ¿En qué órdenes observó estados inmaduros como náyades y ninfas, y qué características los diferencian morfológicamente de los adultos?

Conclusiones:

Literatura consultada:

ANEXOS

ANEXO I. REGLAMENTO PARA LOS ALUMNOS DEL LABORATORIO DE ARTHROPODA

I.- Durante el trabajo en el laboratorio el alumno realizará sus observaciones, esquemas e identificación de organismos correspondientes, así como la preparación de material biológico, actividades que se deberán llevar a cabo con el debido cuidado, limpieza y orden.

II. Revisará la práctica correspondiente antes de la sesión de laboratorio, con el fin de conocer la tarea requerida y el material biológico que deberá aportar individualmente o por equipo en cada sesión, además de poder organizar el trabajo en la práctica correspondiente.

III. Llevar material didáctico: libreta, lápiz, colores que servirán para la elaboración de su reporte, además de literatura de consulta.

IV. **OBLIGATORIO**, traer manual de prácticas y usar la bata durante la sesión en el laboratorio. V.

No deberá consumir ningún alimento durante la realización de su práctica del laboratorio.

VI. No utilizar aparatos de sonido ni audífonos. El teléfono celular en modo de silencio durante la práctica, evitar su uso sólo en caso de tomar fotografías o videos de los ejemplares.

ANEXO II. LINEAMIENTOS A CUMPLIR EN LAS SESIONES DEL LABORATORIO.

1. **Puntualidad** en la entrada a la sesión de laboratorio. La lista de asistencia se pasará dentro de los primeros 10 minutos, posterior a éstos contará como retardo. Después de los 15 minutos de iniciada la sesión, aunque el alumno se presente, no podrá ingresar a la práctica. La suma de tres retardos equivale a una falta.

2. Mantener su **lugar limpio**, depositando los desechos en los depósitos correspondientes. Lavar su material de trabajo al finalizar la sesión o después de usarlo: mesas de trabajo y materiales utilizados.

3. **Trabajar en orden** y seguir las indicaciones de su profesor, evitar distraer a sus compañeros. No debe de entrar y salir continuamente del laboratorio. El alumno desordenado será suspendido de la sesión en curso y **se tomará como no asistencia a la práctica**.

4. Quien no **acate el reglamento** y, reincida, será suspendido del laboratorio de manera permanente.

5. Los **materiales biológicos proporcionados**, ya sea organismos preservados o en preparaciones permanentes, se deberán tratar con el debido cuidado, con la finalidad que se cumplan los objetivos correspondientes a la práctica. En caso de ser dañado éste será reintegrado por el alumno responsable del daño y/o pérdida.

6. Será **obligatorio** llevar el material biológico para la práctica correspondiente con las indicaciones que se le proporcionaron, al no presentar el material biológico solicitado será suspendida la práctica y se dará por vista.

ANEXO III. LINEAMIENTOS PARA SU REPORTE

1. Debe de contener los siguientes datos:
 - a. Portada, que debe incluir: número de la práctica, nombre de la práctica, datos del alumno, datos del profesor, etc.
 - b. Introducción.
 - c. Investigación.
 - d. Objetivos.
 - e. Material (laboratorio y biológico).
 - f. Desarrollo.
 - g. Resultados.
 - h. Conclusiones.
 - i. Cuestionario.
 - j. Literatura consultada.
2. El alumno deberá entregar el reporte en tiempo y forma, con fecha de entrega notificada previamente por el profesor del laboratorio.
3. EL REPORTE ES INDIVIDUAL, solo tendrá calificación si el alumno asistió a la práctica.

ANEXO IV. EVALUACIÓN PARA ACREDITAR EL CURSO DE ARTRÓPODOS.

El curso se evaluará considerando la participación de los estudiantes en cada una de las actividades que se implementen durante el semestre.

Para tener derecho a la calificación se requiere un mínimo de 75% de asistencia en teoría, como en práctica (de acuerdo al reglamento general de exámenes establecidos por la Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo).

La evaluación será de la siguiente manera: **Evaluación-**

Teoría 50% de la calificación final: Misma que se

desglosa en las siguientes actividades:

Unidad 1, 2 y 3: Primer parcial

Unidad 4, 5 y 6: Segundo parcial

Unidad 7, 8 y 9 Tercer parcial

Evaluación-Práctica 50% de la calificación final:

30% Exámenes prácticos (dos).

10% Materiales solicitados.

10% Salida al campo (entrega de material recolectado y reporte).

Prácticas: 1, 2, 3, 4, 5 y 6: Primera valuación

Prácticas: 7, 8 y 9 Segunda evaluación

La calificación obtenida para cada uno de los rubros anteriores (evaluación teórica y práctica), deberán ser aprobatorias (6.0 en escala 1.0 a 10.0) para que puedan tener efecto aditivo; en caso de que una de ellas sea reprobatoria, el estudiante no tendrá derecho a evaluación ordinaria y deberá presentarse a examen extraordinario.

ANEXO V. LITERATURA DE CONSULTA PARA EL LABORATORIO DE ARTHROPODA

- Barnes R. D. 1990. Zoología de Los Invertebrados. Nueva Editorial Interamericana. México. D. F. 286 pp.
- Bautista, Z. F., P. J. L. Palacio & B. R. Páez. 2011. Técnicas de muestreo para manejadores de recursos naturales. UNAM. UAY.INE. CONACYT. México. D. F. 735 pp.
- Borror, D. J. DeLong, D. M. & Triplehorn, C. H. 1981. An introduction to the study of insects (5a edition). New York, Saunders College, i-xi, 827 pp.
- Brusca, R. C. & Brusca, G. Gary. 2005. 2a.Ed. Mc Graw Hill-Interamericana. Madrid. España. 941 pp.
- Bueno V. J. & Rojas F. P. 1999. Fauna de Milpiés (Artrópoda: Diplopoda) Edáficos de una Selva Alta de los Tuxtlas, Veracruz, Mex. Acta Zoológica Mexicana. (n.s.):76. Págs. 59-83.
- Copul, M. & German. F. 2011. Guía para la determinación de las familias de ciempiés (Myriapoda: Chilopoda) de México. Asoc. Interciencia, Vol. 36, No. 11 Nov. 2011. Caracas, Venezuela. Pp. 853-859.
- Delvare, G., H. P. Aberlenc, B. Michel & A. Figueroa. 2002. Los Insectos de África y de América Tropical. Claves de identificación para las Principales Familias. 1ª Ed. Español. Ed. Labellery. CLAMECY. CIRAD. Montpellier Fran.257 pp.
- Gaviño, G., C. Juárez-López & H. H. Figueroa-Tapia. 1978. Técnicas selectas de Laboratorio y Campo. Ed. Limusa. México, D.F. 178 pp.
- Hickman, C. P. Roberts, L. S. & Larson, A. 2002. Principios integrales de Zoología. Ed. Mc Graw. Hill-Interamericana. Madrid. España.
- Márquez, L. J. 2005. Técnicas de colecta y preservación de insectos. Boletín Sociedad Entomológica Aragonesa. No. 37. España. pp. 385-408
- Morón R. M. & Terrón R. A 1988. Entomología Práctica. Instituto de Ecología A. C. 502 pp.
- Ponce S. J. 1997. Colecta e identificación de los grupos mayores de Artrópodos. UMSNH. Facultad de Biología. Laboratorio de Entomología. Morelia, Mich., México 99 pp.
- Vázquez, L. 1987. Zoología de Artrópoda. Ed. Interamericana. México. D.F.
- Vázquez L. & Villalobos A 1987. Zoología del Phylum Artrópoda. 6a Edición. Nueva Editorial interamericana, México. D. F. 381 pp.
- Gonzalez-Moliné. A. L.(s.f.). Montaje de genitalia en arañas. (Consulta 17 Enero 2013). Disponible en: URL: http://entomologia.net/arachnida/genitalia_de_ara%F1a.pdf