

# Zoología de Invertebrados



Guía de Estudio  
Dora Nancy Padilla Gil



**Editorial**  
Universidad de Nariño



# Editorial

Universidad de Nariño

# **Zoología de Invertebrados**

Guía de Estudio

# Zoología de Invertebrados

Guía de Estudio

Dora Nancy Padilla Gil



**Editorial**  
Universidad de Nariño

Padilla Gil, Dora Nancy

Zoología de invertebrados: Guía de estudio/ Dora Nancy Padilla Gil.-  
-1a.ed.- San Juan de Pasto: Editorial Universidad de Nariño, 2023.  
436p.: tablas, fig.

ISBN DIGITAL: 978-628-7509-65-8

1.Zoología invertebrados 2. Especímenes zoológicos 3. Ejercicios  
zoología 4. Biología animal

590.0752 P123 – SCDD-Ed. 22



Sección de Biblioteca  
"Alberto Quijano Guerrero"

## Zoología de Invertebrados: Guía de Estudio

©Dora Nancy Padilla Gil

dnpadilla@udenar.edu.co

© Editorial Universidad de Nariño

ISBN: 978-628-7509-65-8 Digital

Primera Edición

**Corrector de Estilo:** Manuel E. Martínez R.

**Diagramación y diseño:** Diana Sofía Salas Chalapud

**San Juan de Pasto** – Nariño - Colombia

Prohibida la reproducción total o parcial, por cualquier medio o con cualquier propósito, sin la autorización escrita de su Autor o de la Editorial Universidad de Nariño.

## **Agradecimientos**

A Kevin David González Pérez por la elaboración de algunas figuras que aparecen en este texto. A dos evaluadores anónimos de Colciencias por sus comentarios y aportes para mejorar el libro.

## **Dedicatoria**

*A mis padres y hermanos; y a mi hijo, inspiración y apoyo para seguir adelante.*

*A todos los estudiantes que han compartido conmigo los espacios para crecer en el aprendizaje.*

# Índice de Contenido

---

<b>Introducción .....</b>	<b>10</b>
<b>Primera Unidad: Filos Basales.....</b>	<b>13</b>
<b>1.1 Caracterización de los metazoos.....</b>	<b>15</b>
<b>1.2 Poríferos o esponjas.....</b>	<b>28</b>
<b>1.3 Placozoa .....</b>	<b>35</b>
<b>1.4 Cnidarios.....</b>	<b>37</b>
<b>1.5 Ctenóforos “medusas peine” .....</b>	<b>61</b>
Sabías que.....	65
Ejercicio Metazoos.....	67
Ejercicio Poríferos.....	68
Ejercicio cnidarios y ctenóforos.....	71
<b>Segunda Unidad: Rotíferos y Platelmintos .....</b>	<b>85</b>
<b>2.1 Rotíferos.....</b>	<b>87</b>
Sabías que.....	91
Ejercicio Rotíferos.....	92
<b>2.2 Platelmintos.....</b>	<b>94</b>
Resumen estratégico de platelmintos.....	115
Sabías que.....	116
Ejercicio Platelmintos .....	117
<b>Tercera Unidad: Moluscos.....</b>	<b>124</b>
<b>3.1 Moluscos.....</b>	<b>126</b>
<b>3.2 Estudio del caracol terrestre de jardín.....</b>	<b>133</b>
<b>3.3 Clases de phylum Mollusca .....</b>	<b>141</b>
Resumen estratégico de moluscos .....	166
Compara y responde .....	167
Sabías que.....	168
Ejercicio .....	170
<b>Cuarta Unidad: Anélidos .....</b>	<b>179</b>
<b>4.1 Anélidos.....</b>	<b>181</b>
<b>4.2 Lombriz de tierra.....</b>	<b>181</b>
<b>4.3 Sanguijuela .....</b>	<b>190</b>
<b>4.4 Poliquetos y otros anélidos marinos .....</b>	<b>191</b>
Resumen estratégico de anélidos.....	204



<b>Quinta Unidad: Nemátodos.....</b>	<b>216</b>
5.1 <i>Nemátodos</i> .....	218
5.2 <i>Nemátodos, parásitos e importancia científica</i> .....	219
5.3 <i>Filogenia de Nematoda</i> .....	227
<b>Sexta Unidad: Artrópodos .....</b>	<b>234</b>
6.1 <i>Artrópodos</i> .....	236
6.2 <i>Los filos más próximos a los artrópodos</i> .....	250
6.3 <i>Chelicerata (Quelicerados)</i> .....	263
<i>Resumen estratégico de arácnidos</i> .....	279
6.4 <i>Myriapoda: Diplopoda y Chilopoda</i> .....	297
6.5 <i>Crustacea (crustáceos)</i> .....	310
<i>Cangrejos semiterrestres de importancia</i> <i>socio-económica en Colombia</i> .....	329
6.6 <i>Insecta</i> .....	340
<i>Órdenes de insectos</i> .....	358
<i>Resumen estratégico de artrópodos</i> .....	376
<i>Filogenia de artrópodos</i> .....	378
<b>Séptima Unidad: .....</b>	<b>384</b>
<b>Equinodermos y Xenacelomorfos .....</b>	<b>384</b>
7.1 <i>Equinodermos (Echinodermata)</i> .....	386
<i>Filogenia de equinodermos</i> .....	395
7.2 <i>Xenacelomorfos</i> .....	397
<b>Glosario .....</b>	<b>407</b>
<b>Anexo 1 .....</b>	<b>433</b>
<b>Acerca de la Autora.....</b>	<b>434</b>

## Introducción

---

La Guía de Estudio de Zoología de Invertebrados pretende orientar el proceso de aprendizaje autónomo, con base en una serie de estrategias metodológicas conducentes a que el estudiante se motive, comprenda, entienda, aplique y transfiera el conocimiento asimilado.

Para establecer el nexo entre el conocimiento de la Zoología de Invertebrados y su estudio por parte de los interesados, la Guía se enmarca dentro de unos propósitos, que se indican con acciones concretas a través de las competencias cognitivas, las cuales se evaluarán con base en los ejercicios planteados en cada unidad.

La motivación mencionada se reforzará con el ítem “sabías que”, el cual incluye información general de interés para todos; y la transferencia de aprendizaje está relacionada con lecturas recomendadas y con la presentación de una bibliografía básica, por igual incluida en cada unidad.

Con el objeto de facilitar el seguimiento del contenido se ha dejado en negrita, las palabras claves, propias del vocabulario específico de cada uno de los taxones tratados; se dispone también de figuras rotuladas con las estructuras, tablas, mapas conceptuales, resúmenes estratégicos, de manera ocasional; y con un Glosario muy completo de términos propios de la disciplina. También se hace

un acercamiento hacia la diversidad de invertebrados del Neotrópico; y hasta donde es posible de Colombia.

Esta Guía está dirigida principalmente a los estudiantes de biología; sin embargo, puede apoyar también a otros de las demás facultades como: Ciencias Agrarias, Ciencias Pecuarias, Ciencias Ambientales, Ecología; programas como Ingeniería en Producción Acuícola y Licenciados en Biología y en Ciencias Naturales.

Antes de abordar el estudio de los invertebrados, es necesario aclarar que la división entre zoología de invertebrados y vertebrados es pragmática y el único grupo taxonómico natural son los vertebrados; mientras que los invertebrados es un colectivo que reúne todos los metazoos no vertebrados; de hecho, hay invertebrados que se relacionan más con los vertebrados (v. g. con el filo Chordata) que con los otros invertebrados (Schierwater y DeSalle, 2021).

La secuencia de los contenidos está organizada de acuerdo con la filogenia de los animales planteada por Giribet y Edgecombe (2020) y tiene en cuenta las nuevas tendencias moleculares basadas en las “ómicas”.

Los contenidos se organizan en Siete Unidades; en seis de la cuales se abordan los protostomados y en la última los deuterostomados. La Unidad 1, inicia

con la caracterización de los metazoos e incluye el grupo de filos basales: poríferos, placozoos, cnidarios y ctenóforos.

Del superfilo Spiralia se estudian los principales filos por su diversidad e interés de la comunidad científica, comprenden las Unidades dos a cuatro. La Unidad dos presenta los filos: rotíferos y platelmintos; se caracterizan las clases del último filo, con énfasis en los parásitos. El supergrupo Lophotrochozoa, esta representado por los filos de los anélidos y moluscos. La Unidad tres presenta las características generales de los moluscos y su plan corporal. Para ilustrar la morfología externa e interna con más detalle, se toma como modelo el caracol terrestre; y posteriormente se plantea la información relacionada con cada una de las clases de los moluscos, sus características más relevantes y un acercamiento taxonómico; la unidad finaliza con un resumen estratégico comparativo de las cuatro clases de moluscos con mayor diversidad.

La Unidad cuatro incluye el filo de los anélidos, constituye un grupo con importancia en varios aspectos biológicos, ecológicos y médicos. Aquí se brinda una síntesis de las principales características externas e internas de cada una de las clases, tomando como objetos de estudio la lombriz de tierra, la sanguijuela y los poliquetos.

El estudio de los Ecdysozoa, comprende las Unidades cinco y seis. La Unidad cinco, se ocupa de los nemátodos, se plantea su estudio con base en *Ascaris* y se da prioridad a los parásitos principalmente de importancia médica y fitosanitaria. La Unidad seis, aborda los Panarthropoda

con los filos tardígrados, onicóforos y artrópodos, tanto los artrópodos como los tardígrados habitan en todo el planeta y los artrópodos se destacan por su diversidad y abundancia. Se plantean las generalidades de los artrópodos, los filos más próximos a los artrópodos: tardígrados y onicóforos; quelicerados y sus clases; los miriápodos: diplópodos y quilópodos; crustáceos y sus clases más conocidas; e insectos y órdenes de insectos más comunes. Finaliza la unidad con un resumen estratégico comparativo y la filogenia de los artrópodos.

Los equinodermos y los xenacelomorfos, deuterostomados, se plantean en la Unidad siete, del primer filo se especifican sus clases; filogenia y relación con los hemicordados, y luego se presentan los xenacelomorfos, con las características de los subfilos y algunos géneros y especies representativas.

Al final del libro se incluye un Glosario con la definición de los términos frecuentemente utilizados en el vocabulario propio de la Zoología de Invertebrados.

El desarrollo del contenido está presentado de tal manera que el estudiante pueda desplegar una participación activa y en la medida de su avance, se vea impulsado a comprender, aplicar, transferir y seguir explorando el maravilloso mundo de los invertebrados.

# Zoología de Invertebrados:

## Guía de estudio

---

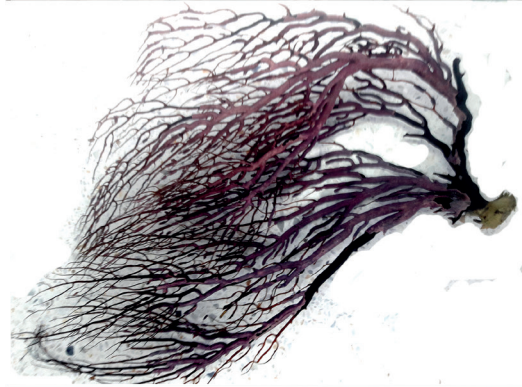
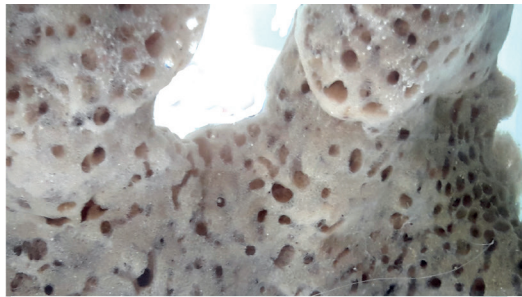
### Propósitos Generales

- Identifique y describa las características diagnósticas morfológicas de los organismos invertebrados.
- Confronte la morfología con la fisiología de cada uno de los grupos de invertebrados.
- Relacione el conocimiento teórico de cada uno de los filos de invertebrados con el componente práctico.
- Reconozca los caracteres biológicos de cada uno de los grupos de invertebrados y los relacione con sus adaptaciones al ambiente y hábitats.
- Realice una clasificación taxonómica mínimo hasta el nivel de clase en los principales grupos de invertebrados.
- Conozca y relacione cada grupo de invertebrados con su taxonomía y filogenia.
- Integre la información biológica y evolutiva de cada grupo de invertebrados con los nuevos aportes científicos.
- Reconozca el aporte de los organismos invertebrados en los campos biológicos, médicos y económicos.
- Conozca y reconozca el lenguaje técnico de la zoología de invertebrados y lo relacione e integre con otras ciencias biológicas.
- Maneje la información para la resolución de problemas relacionados con los invertebrados.
- Valore la diversidad de los invertebrados de Colombia y del Neotrópico.
- Interprete, analice y resuma textos relacionados con los invertebrados y su campo de estudio.
- Profundice en el conocimiento y aplicación de habilidades y destrezas en la formulación y desarrollo de proyectos relacionados con los invertebrados.
- Integre su saber sobre los invertebrados, con el contexto y la problemática ambiental donde se desempeñe.

# Primera Unidad:

## Filos Basales

---



## **Propósitos**

- Explique los caracteres embrionarios que sustentan la filogenia animal.
- Identifique y describa las características diagnósticas morfológicas de los filos: Porifera, Placozoa, Cnidarios y Ctenofora.
- Reconozca el arrecife de coral como un ecosistema productivo de importancia nacional e internacional.

## **Competencias**

- Define los caracteres embrionarios tenidos en cuenta en la construcción de la filogenia animal.
- Selecciona los filos que se encuentran en la base de la filogenia animal y en las ramas terminales y revisa los caracteres que lo soportan.
- Identifica las principales características morfológicas de los poríferos.
- Representa gráficamente un cnidocito o nematocisto y describe su función.
- Identifica las principales características morfológicas de las clases de cnidarios.
- Reconoce la importancia de los cnidarios y especialmente de los arrecifes coralinos.
- Detecta las semejanzas y diferencias entre los cnidarios y los ctenóforos.

# Introducción

Esta temática inicia con la caracterización de los metazoos e incluye los conceptos básicos de la embriología de los metazoos, fundamentales para explicar la filogenia animal propuesta por Giribet y Edgecombe (2020) y para definir posteriormente cada filo. Los filos basales son: Porifera, Placozoa, Cnidaria y Ctenofora.

Los Porifera y Cnidaria cuentan con descripciones más detalladas sobre su estructura morfológica externa e interna, así como la clasificación taxonómica. Los Cnidaria se abordan a partir del estudio de cada una de las clases y se referencia principalmente la clase Antozoos por la importancia de los corales.

## 1.1 Caracterización de los metazoos

### Competencias:

- Define los caracteres embrionarios tenidos en cuenta en la construcción de la filogenia animal
- Selecciona los filos que se encuentran en la base de la filogenia animal y en las ramas terminales y revisa los caracteres que lo soportan

### Metazoos

Los metazoos son organismos heterótrofos, con múltiples tipos de células funcionales, con uniones moleculares especiales entre las células, con células germinales (gametos), con formación de embriones; comparten el programa de la línea germinal multipotente (GMP), con 18 genes GMP presentes en esponjas, ctenóforos, cnidarios y bilateria, además comparten el factor de transcripción GATA en esponjas y en el endomesodermo de metazoos, el cual se plantea como posible predecesor de las capas embrionarias (Giribet y Edgecombe, 2020).

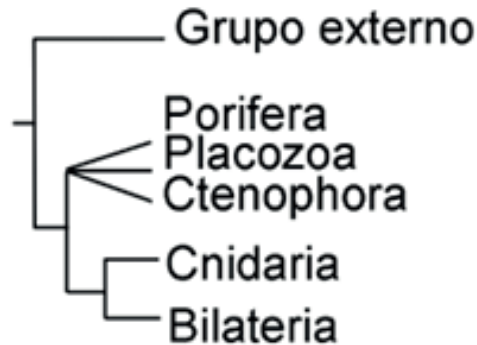
Además, la diferenciación intrasomática, relacionada con la división del trabajo en los metazoos (v. g. la blástula); es necesario tomarla en cuenta, al comparar a los metazoos con otros organismos protistas coloniales, que a pesar de ser

multicelulares no presentan esta diferenciación celular (Schierwater y DeSalle, 2021).

La filogenia de los metazoos (Fig. 1.1) está formada por cinco taxones monofiléticos (Schierwater *et al.*, 2021): placozoos, poríferos, ctenóforos, cnidarios y bilateria; los cuatro primeros, cada uno es un filo; y son considerados en este libro como filos basales y bilateria constituye un taxón complejo con decenas de filos. La ubicación de los filos basales en la filogenia animal es un tema de controversia e investigación. Hay varias hipótesis sobre el grupo hermano de todos los demás metazoos (SOM). Schierwater *et al.* (2021) concluyen que cualquiera de los taxones, placozoos, poríferos o ctenoforos puede ser SOM, con una ponderación morfológica relativamente modesta. Por otra parte, se evidencia una tendencia preferencial bibliográfica por considerar uno de estos filos basales como SOM, de modo que hasta 2011 prevaleció Porifera como hermano de todos los metazoos; en 2012, lo fue Ctenophora, conjuntamente con el desarrollo de los análisis filogenéticos; del 2015 al 2020, el 40% de publicaciones prefirieron a los Porifera y el otro 40% a favor de los Ctenophora, y el 20% restante lo consideraron un problema ambiguo.

### Figura 1.1

Esquema de la filogenia de los animales.



**Nota.** Modificado de Schierwater *et al.* (2021).

Algunos autores partidarios de la hipótesis de del filo Ctenophora como SOM, basado en análisis filogenómicos son: Laumer *et al.* (2019), Pandey y Braun, (2020). Kapli y Telford (2020), por su parte consideran los Porifera como SOM y Redmond *et al.* (2021) también a favor de esta última hipótesis, con base en un análisis filogenómico dividido, propusieron los Porifera como SOM, asumieron que el antepasado animal no poseía sistema nervioso, músculos, boca e intestino; además plantearon a los Placozoa como hermano de Cnidaria, con las siguientes relaciones (((Placozoa, Cnidaria) Bilateria) Ctenophora) Porifera); los ctenóforos compartirían el sistema nervioso y músculos con los otros grupos.

Los metazoos presentan un **plan corporal** que mantienen el eje corporal con las mismas vías de señalización y gradientes; por ejemplo, el conjunto de genes Wnt en esponjas, cnidarios, protostomados y deuterostomados constituye una señalización necesaria para el patrón de la formación de la parte posterior del cuerpo; dicha señalización interviene en la regulación de la embriogénesis y diferenciación celular (Isaeva y Kasyanov, 2021).

El plan corporal de los metazoos, está muy relacionado con la simetría bilateral, definido por tres ejes corporales, el primero antero-posterior que distingue cabeza y cola; el segundo eje dorsal-ventral y por último los lados izquierdo y derecho. El 99% de las especies animales presentan este tipo de simetría y son agrupados como **Bilateria**. Este tipo de simetría constituyó una ventaja selectiva para la alimentación y el movimiento del cuerpo; de hecho, la correlación de la bilateralidad, la centralización del sistema nervioso y la cefalización permitió la evolución exitosa del plan corporal, asegurando el movimiento preciso y el rápido procesamiento de la información (Isaeva y Kasyanov, 2021).

Las características morfológicas que sustentan los filos bilaterales, consideradas como innovación en este grupo de filos y con respaldo genómico son: a) una tercera capa germinal, el mesodermo (mesotelio), b) sistema nervioso complejo bilateral, c) clúster de genes Hox, con al menos siete genes Hox anterior, central y posterior, d) un intestino, e) un sistema excretor, f) presentar muchos tipos de células, g) simetría bilateral (Heger *et al.*, 2020).



Diferentes mecanismos genéticos y moleculares se han planteado para la expresión y regulación de todos estos rasgos que caracterizan los Bilateria. Basados en las vías de señalización: Wnt, BMP, Notch, y Hedgehog; y el mapeo único del clúster del metagen Hox en el eje antero-posterior (Isaeva y Kasyanov, 2021).

La simetría bilateral también está asociada con la repetición de apéndices pares a cada lado del cuerpo; esta simetría se ve reflejada en los apéndices externos y órganos de los sentidos. Por otra parte, esta la formación de segmentos o somitos bilateralmente simétricos, son derivados del mesodermo paraxial embrionario, el cual da origen a los segmentos en dirección antero-posterior. En anélidos y panartrópodos la señalización Wnt es un componente importante para la adición de segmentos en la parte posterior del cuerpo; de hecho, en anélidos y artrópodos la señalización Wnt está incluida en el límite de formación y regionalización de los segmentos (Isaeva y Kasyanov, 2021).

Así como la simetría se observa en el exterior la asimetría lo es en los órganos internos, también regulada por el sistema de señalización conservada Nodal, durante el desarrollo embrionario temprano relacionado con los procesos de desarrollo del mesodermo (Isaeva y Kasyanov, 2021).

Se destaca la vía de señalización ancestral Wnt en el desarrollo animal y su papel en la interacción con las vías de transducción entre señales y con otros genes reguladores de la cascada, responsables de los procesos del modelado del eje primario y de la regulación de movimientos celulares morfogenéticos, como son: la diferenciación en el destino celular del

eje, incluyendo la especificación de los linajes celulares, proliferación celular, alargamiento del crecimiento posterior y la organogénesis (Isaeva & Kasyanov, 2021).

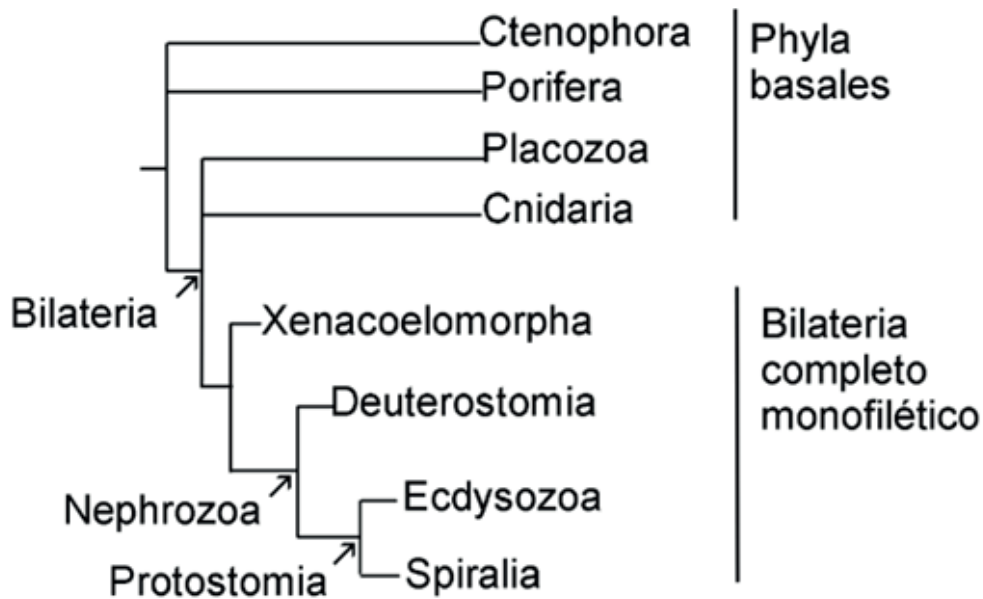
Además de las vías de señalización antes anotadas hay genes involucrados en el control del plan corporal PCGs, los cuales comprenden el mapa espacial del animal y definen los ejes: antero-posterior (AP), medio-lateral (ML) y dorso-ventral (DV) (Fincher *et al.*, 2018).

Ferretti *et al.* (2020) plantean que los Bilateria se unifican por procesos que ocurren en el desarrollo embrionario tardío, basado en un conjunto conservado de genes; por otra parte, los procesos del desarrollo embrionario temprano podrían ser compartidos por todos los metazoos. También se plantea la pérdida de genes en los filos poríferos, ctenóforos, placozoos y cnidarios, como mecanismo evolutivo importante; que los separa de los animales bilaterales (Heger *et al.*, 2020). Se pueden señalar cambios genéticos en los genomas animales, como la evolución del genoma por duplicación de genes, seguida de pérdida diferencial de genes, por ejemplo, en deuterostomos, ecdisozoa y xenacelomorfos (Fernández y Gabaldón, 2020). De modo similar se relacionan los xenacelomorfos como grupo hermano de los Ambulacraria (hemicordados, equinodermos); conjuntamente denominados **Xenoambulacraria**, relacionados con los deuterostomados, probablemente procedentes de un ancestro complejo y su simplicidad morfológica y genética, tal vez, debida a la pérdida de caracteres (Philippe *et al.*, 2019). La filogenia de los animales aún es objeto de estudio, especialmente con relación a algunos grupos como los Xenoambulacraria que, probablemente, son el grupo hermano de los Bilateria.

El análisis filogenético de los metazoos planteado por Giribet y Edgecombe (2020) se seguirá en este libro, en lo tocante con los Bilateria, algunos cladogramas son definidos por características embrionarias, que luego serán explicadas (Fig. 1.2); en la tabla 1.1 se indican los filos que están incluidos en cada uno de estos grupos taxonómicos y se señalan los filos que se trataran a lo largo del texto.

**Figura 1.2**

*Filogenia de los Metazoos, en la tabla 1.1 los filos incluidos.*



**Nota.** Modificado de Giribet y Edgecombe (2020).

**Tabla 1.1**

Agrupación de taxones por encima del nivel de phylum. En color marrón algunas categorías comunes y en verde los taxones tratados en este libro.

<b>Filos Basales</b>	<i>Ctenophora, Porifera, Placozoa, Cnidaria</i>
<b>Xenacoelomorpha</b>	<i>Xenoturbellida, Acoelomorpha</i>
<i>Ecdysozoa</i>	<i>Loricifera, Kinorhyncha, Priapulida, Nematoida (Nematoda, Nematomorpha), Panarthropoda ((Tardigrada (Onychophora, Arthropoda))</i>
<i>Spiralia</i>	<i>Orthonectida, Dicyemida (Chaetognatha, (Gnathostomulida, Gnathifera (Micrognathozoa, Rotifera))), ((Gastrotricha, Platyhelminthes) Cycliophora), Lophotrochozoa (Mollusca, Anelida, Nemertea (Entoprocta, Bryozoa, Brachiozoa (Brachiopoda, Phoronida)))</i>
<i>Deuterostomia</i>	<i>Ambulacraria (Echinodermata, Hemichordata), Chordata (Cephalochordata (Tunicata, Craniata))</i>

**Nota.** Datos tomados de Giribet y Edgecombe (2020).

### **Embriogenia de metazoarios**

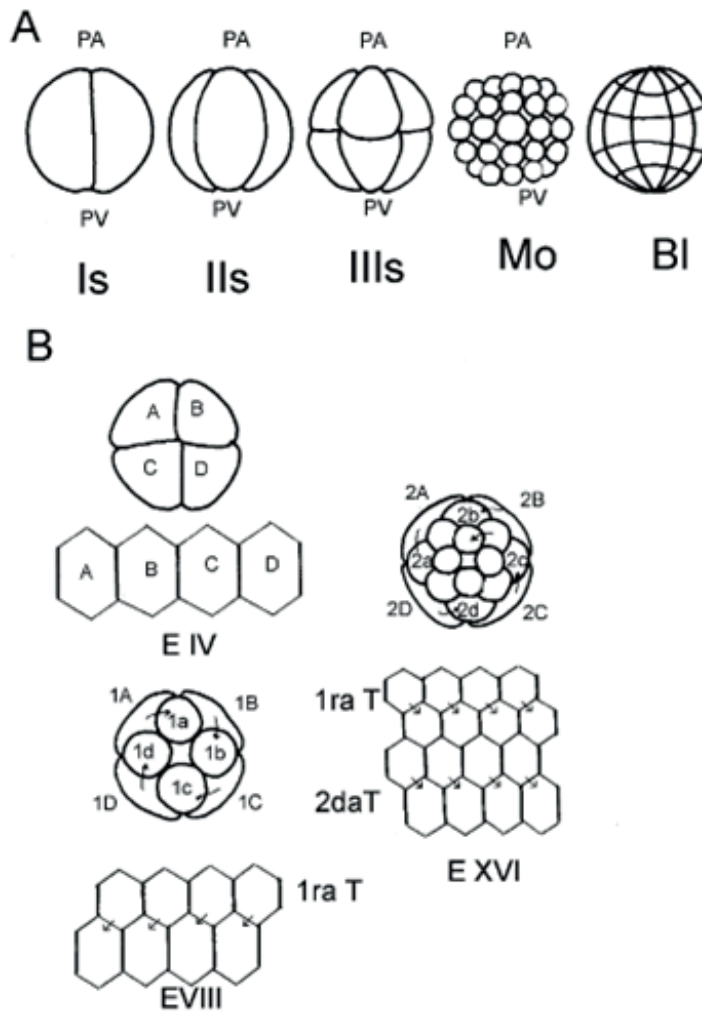
Las etapas del desarrollo embrionario son: Fecundación, segmentación, gastrulación, organogénesis y diferenciación celular. A continuación, se describen los principales cambios con énfasis en los dos procesos iniciales.

**Segmentación** (Figuras 1.3 y 1.4): conduce a la formación de la **blástula**, constituida por células o blastómeros. Generalmente se forma una cavidad llamada **blastocèle**.

**Gastrulación** (Fig. 1.4): Conduce a la formación de la **gástrula**. Generalmente se forma una cavidad llamada **arquenterón**. Durante la gastrulación se forman las capas embrionarias ectodermo, endodermo y mesodermo; algunos organismos sólo disponen de las dos primeras por eso son llamados **diblásticos**; los organismos que forman las tres capas son **triblásticos**.

**Figura 1.3**

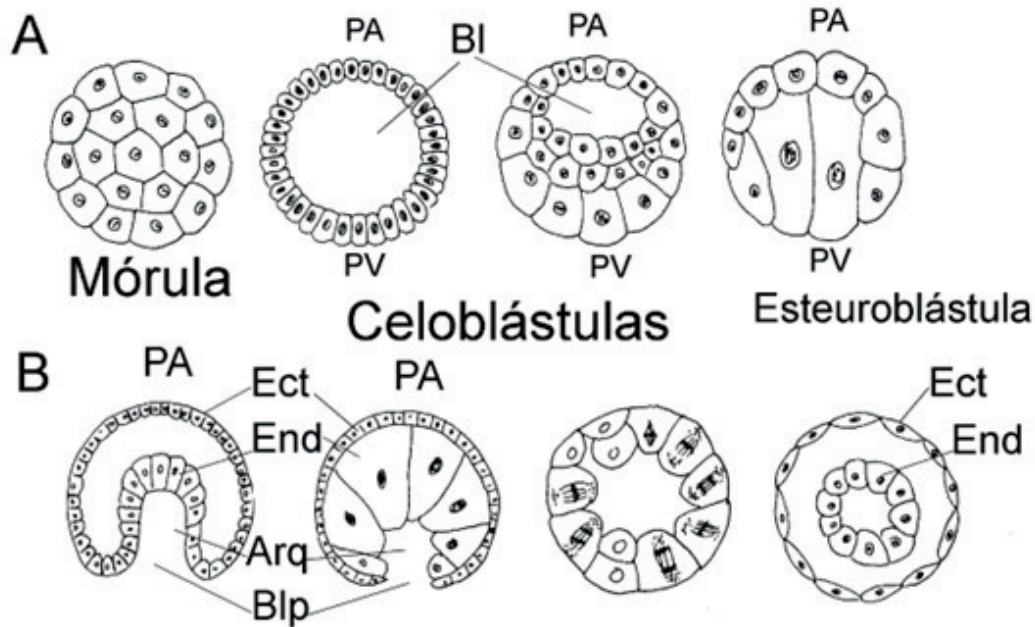
*Tipos de segmentación A. Radial (vista lateral), B. Espiral. Bl: blastómeros en la segmentación total radial, PA: polo animal, PV: polo vegetal, Is-IIIIs: Primera segmentación (2 blastómeros) a Tercera segmentación (8 blastómeros), Mo: mórula. En la segmentación espiral las flechas indican la inclinación de los husos acromáticos.*



**Nota.** Redibujado de Houillon (1972).

**Figura 1.4**

**A.** Tipos de segmentación total (secciones). **B.** Modalidades de Gastrulación. *Arq*: arquenteron, *Bl*: blastocele, *Blp*: blastoporo, *Ect*: ectoblasto, *End*: endoblasto, *PA*: polo animal, *PV*: polo vegetal.



**Nota.** Redibujado de Houillon (1972).

Los embriones diblásticos pertenecen a los filos Cnidaria y Ctenofora, estas capas embrionarias son homólogas a las de animales triblásticos. En Porifera y Placozoa los epitelios embrionarios no son homólogos a los otros animales y son considerados por algunos como organización “prediblastico” (Maldonado, 2011).

La red nerviosa ancestral en los Bilateria se desarrolla restringida al **ectodermo** (Martín-Durán y Hejnal, 2019). El desarrollo del sistema nervioso en el embrión sigue la dirección del eje antero-posterior previamente orientado y controlado por vías de señalización **Wnt** (Feinberg *et al.*, 2019).

Las neuronas son de las primeras células que experimentan diferenciación en el embrión, es el caso de acelos, cnidarios, ctenóforos y platelmintos (Fields *et al.*, 2020).

Por otra parte, la **neurogénesis** y el desarrollo del sistema nervioso central se ve mediado por una serie de **neuro péptidos**, encontrados en todos los animales, excepto en las esponjas, como: seis familias de péptidos compartidas por el ancestro común cnidario-bilateria (v. g., RF amida, VWamida, PRXamida). FMRF-amidas, el receptor de serotonina 5H-T y la ACh, presentes en etapas tempranas del desarrollo de los moluscos

(gasterópodos y bivalvos) y anélidos (poliquetos, sanguijuelas) y 5H-T, también en insectos.

La superfamilia de péptidos de señalización **Wamidas** juega un papel importante tanto en la regulación de la contracción muscular, como en la regulación del ritmo circadiano y de los sistemas visual y reproductor (ciclos de vida y metamorfosis), en cnidarios y protostomados (invertebrados marinos e insectos). El ancestro común bilateral presentaba por lo menos 30 sistemas de neuropéptidos-receptores que se conservan en los diferentes clados bilaterales, con patrones de pérdidas y divergencias específicas (Jékely, 2021; Tang *et al.*, 2019; Vargas *et al.*, 2019; Williams, 2020; Yurchenko *et al.*, 2019).

El **endodermo** parece haberse conservado durante más de 500 millones de años, sin embargo, su complejidad y plasticidad en los animales está regulada por los iniciadores SKN-1 y MOM-2/ Wnt, que a su vez también son modulados por otros genes por ejemplo *end-1/3* para lograr una diferenciación total del intestino (Cleuren *et al.*, 2019).

El **mesotelio** está compuesto por varias monocapas continuas de células mesoteliales y recubre las cavidades y órganos internos, por ejemplo, el celoma está recubierto por el tejido mesotelial peritoneo; la cavidad torácica la recubre la pleura, y el pericardio cubre el corazón; en otros animales se tienen en cuenta mesotelio visceral y mesotelio parietal.

El mesotelio embrionario también se denomina epitelio **celómico**, el cual una vez orientado en su polaridad, sufre una transición epitelial-mesenchimal (EMT). El linaje mesotelial, posgastrulación, origina la placa lateral del mesodermo (LPM) que promueve el desarrollo de varios sistemas y órganos: sistema cardiovascular, sangre, riñones y tejido conectivo de las extremidades.

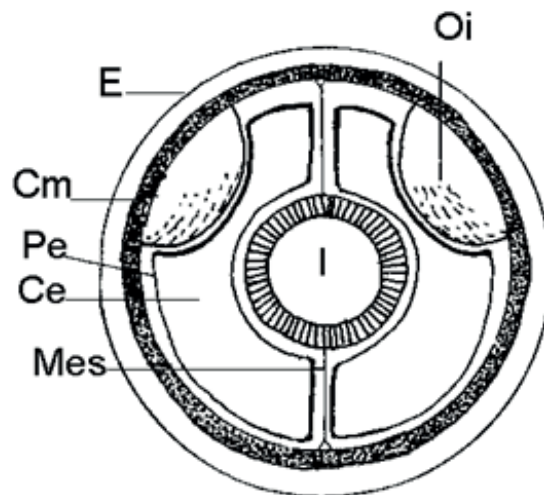
El mesotelio es característico de todos los animales bilaterales. La expresión genética del territorio LPM, está regulado por varios factores genéticos transcripcionales tales como: *Scl/Tal1*, *Lmo2*, *Pax2a*, *Nkx2.5* y *Hand1/2* (Prummel *et al.*, 2021).

La cavidad del cuerpo o **celoma** (Fig. 1.5), deriva del mesodermo embrionario; dicho mesodermo proporciona el revestimiento celular a la cavidad o peritoneo. El celoma es el espacio que aloja a los órganos internos, proporciona el espacio necesario para su crecimiento e incrementa el área superficial. El origen del celoma puede ser por esquizocelia (Fig. 1.6), cuando hay migración de células para formar el mesodermo; o puede formarse a partir de evaginación del intestino y posterior formación del celoma, enterocelia (Fig. 1.7).

Todos los órganos internos se encuentran circunscritos por el peritoneo, no libres en el interior del celoma. Los órganos internos se encuentran localizados detrás del peritoneo, es decir, que son retroperitoneales (Fig. 1.5).

**Figura 1.5**

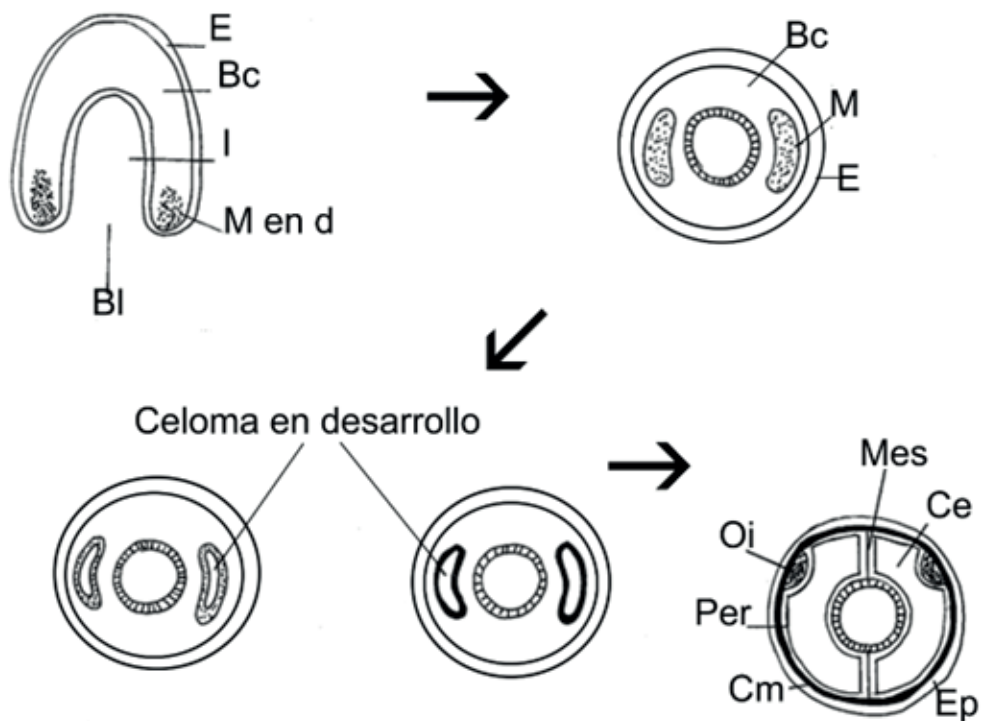
*Estructura corporal de los metazoos celomados. Ce: celoma, Cm: capa muscular, E: epidermis, I: intestino, Mes: mesenterio, Oi: órgano interno, Pe: peritoneo.*



**Nota.** Modificado de Barnes (1986).

**Figura 1.6**

Origen del celoma por esquizocelia. Bc: blastocele, Bl: blastoporo, Ce: celoma, Cm: capa muscular (mesodérmica), E: ectodermo, Ep: epidermis (Ectodérmica), I: intestino, M: mesodermo, Mes: mesenterio, M en d: mesodermo en desarrollo, Oi: órgano interno, Per: peritoneo.

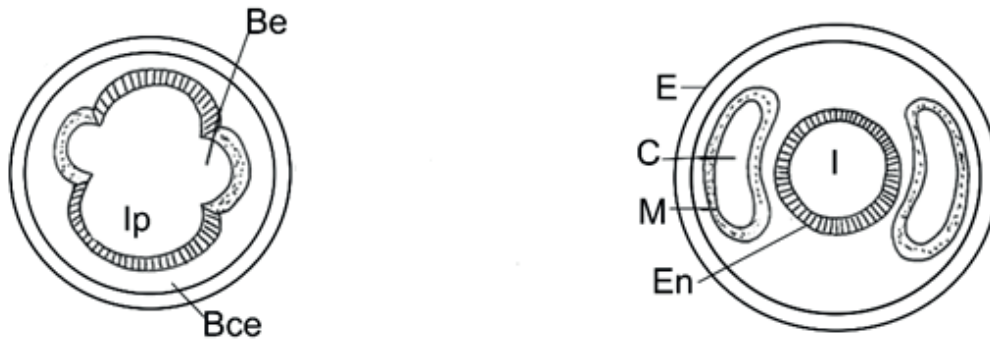


**Nota.** Modificado de Barnes (1986).



### Figura 1.7

Formación del mesodermo y celoma por evaginación enterocélica. *Be*: bolsa enterocélica, *Bce*: blastoceloma, *C*: celoma, *En*: endodermo, *I*: intestino, *Ip*: intestino primitivo, *M*: mesodermo.



**Nota.** Modificado de Barnes (1986).

Los animales pueden ser acelomados o celomados. Se plantea que todos los **acelomados** se encuentran en el grupo de filos basales y todos los celomados dentro de los bilateria. Se sugiere un ancestro común celomado para todos los bilateria con pérdida subsecuente del celoma o su reducción en algunos protostomados, por ejemplo, en los plattelmintos con la pérdida del celoma y el ano (Balavoine, 1998).

La polarización del huevo es el primer paso para orientar el proceso de formación de la blástula, cuya segmentación está determinada por la cantidad de vitelo. Una vez se forma la gástrula se procede a delinear las capas embrionarias y sus funciones. El mesodermo embrionario resulta indispensable para el desarrollo y formación del celoma, a continuación, se presentan algunos taxones y particularidades sobre su desarrollo embrionario asociado con la formación de la cavidad corporal.

En los nemátodos el desarrollo embrionario es diferente según la especie, se destaca las especies del género *Tobrilus* que se caracterizan por la formación de una celoblástula prominente (ejemplos de celoblástula ver figura 1.4). Por otra parte, los nemátodos establecen la polaridad del huevo dirigido por el centro organizador de polaridad (POC), que está presente también en el tardígrado del género *Hybsibius*; los dos filos pertenecen al grupo Ecdysozoa (Schulze y Schierenberg, 2011).

Por otra parte, en los adultos de los Phoronida el celoma esta dividido en dos compartimentos, el anterior correspondiente al lofóforo y el posterior al tronco del cuerpo. Durante el desarrollo embrionario el **mesodermo** anterior formará la cavidad del lóbulo preoral y su musculatura; y el mesodermo posterior formará el tronco del celoma (metaceloma) (Andrikou *et al.*, 2019).

En los deuterostomados el celoma está formado por la cavidad central y dos laterales alrededor del canal entérico o intestinal; el **celoma central** corresponde al hidrocele de equinodermos, al celoma de la probóscide en hemicordados y al notocordio en cordados; las **cavidades laterales** representan el mesodermo celómico en equinodermos, los celomas laterales de los hemicordados y el mesodermo paraxial en cordados (Morris, 2016).

En el embrión las células **endoteliales** se diferencian en los vasos sanguíneos y linfáticos (endotelio vascular); otras células sufren transición hematopoyética para dar lugar al tronco hematopoyético totipotente, o se transforman en primordios de mesénquima para dar origen al corazón. Las células endoteliales se forman a partir de progenitores mesodérmicos en respuesta a las señales del endodermo.

En el desarrollo embrionario temprano, la activación de los genes responsables del desarrollo del mesodermo y endodermo, pertenecen a la familia de factores de transcripción GATA conocidos principalmente en los nematodos (v. g. *Caenorhabditis elegans*), artrópodos (v. g. *Drosophila*) y vertebrados (v. g. humano) (Eurmsirilerd y Maduro, 2020). En roedores el endotelio cardíaco está regulado en la gestación por los linajes GATA5 y cTnT (Carmona *et al.*, 2020).

### **Tipos de segmentación y desarrollo embrionario**

- **Segmentación espiral** (Fig. 1.3). La segmentación es total, los ejes de los husos son oblicuos al eje polar (eje entre los polos animal y vegetal);

por esto los blastómeros adoptan una disposición espiral, de modo que cualquier célula se encuentra localizada entre los dos blastómeros arriba y abajo de ella.

La segmentación espiral es **determinada** es decir, el destino de los diversos blastómeros es definido. Cada célula tiene un destino fijo y predeterminado, que no puede modificarse, incluso si la célula es desplazada de su posición original en el embrión.

La **segmentación espiral** va acompañada de la condición **protostomado**, donde el blastoporo que cierra la cavidad del blastocele da origen a la boca (Fig. 1.3).

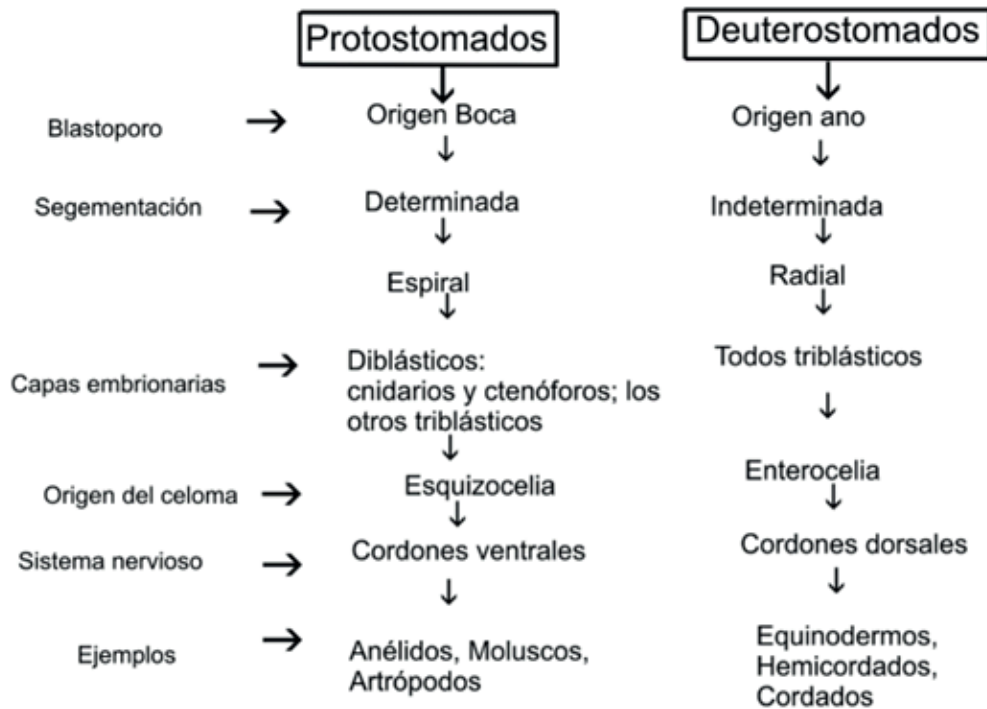
En la filogenia de los metazoos el clado Spiralia, que incluye entre otros, los anélidos, moluscos y platelmintos, los blastómeros presentan disposición espiral y el desarrollo de los blastómeros es determinado, característica que comparten todos los del grupo Spiralia (Isaeva y Kasyanov, 2021).

- **Segmentación radial** (Fig. 1.4). Los ejes de los primeros husos de segmentación son paralelos o forman ángulo recto con el eje polar (eje entre los polos animal y vegetal). Los blastómeros resultantes están así siempre situados directamente encima o debajo uno de otro.

En los **deuterostomados**, el blastoporo origina el ano y la boca se origina a una distancia considerable de éste. El destino embrionario de los blastómeros se fija a posteriori en la embriogénesis de los deuterostomados (Fig. 1.8).

**Figura 1.8**

Esquema que indica los dos tipos de desarrollo protostomados y deuterostomados.



Por ejemplo, en el huevo de estrella de mar, si se permite se segmente hasta la fase de cuatro células (blastómeros) y luego se separan éstas, cada célula es capaz de formar una gástrula completa y posteriormente una larva. Esta formación de blastómeros con destino aún no definido en el embrión representa la segmentación no determinada (**indeterminada**) y es característica de los deuterostomados. En la figura 1.8 se muestran los planes de desarrollo de animales protostomados y deuterostomados.

Hay excepciones al desarrollo del blastoporo, v. g. en *Priapulidus caudatus* (Priapulida, Ecdysozoa) el blastoporo da lugar sincrónicamente tanto al ano como a la boca y la gastrulación sigue el patrón de los deuterostómicos; otros ecdisozoos también siguen este mismo modelo denominado anfistomía. La caracterización de la gastrulación y la expresión de los genes (*bra*, *cdx*, *foxA*, *gsc* y *otx*) a nivel embrionario del intestino anterior y posterior del priapulido citado, llevaron a Martín-Durán *et al.* (2012) a postular la condición ancestral de los ecdisozoos como deuterostomados.

## 1.2 Poríferos o esponjas

### Competencias:

- Identifica las principales características morfológicas de los poríferos
- Diferencia las esponjas de acuerdo a su organización

Las esponjas representan un conglomerado de células, algunas totipotentes capaces de diferenciarse en otros tipos de células. **No presentan tejidos** (anhistos). Forman embriones con larvas ciliadas, son acelomados y los adultos son sésiles (se adhieren al sustrato).

Las esponjas alcanzan tamaños desde pocos milímetros hasta varios metros, pueden estar brillantemente coloreadas y tener consistencias desde blanda y esponjosa hasta duras o pétreas. Para determinar si se trata de una esponja se tiene que hacer un examen microscópico de su estructura interna. La mayoría de las esponjas habitan en el océano y prefieren aguas someras, aunque algunos grupos, como las esponjas vítreas se encuentran a grandes profundidades.

### Hábitat e importancia de las esponjas

Las esponjas son animales en su gran mayoría marinos, viven fijas a algún sustrato y a diferentes profundidades, 30 a 30000 m. Hay una sola familia que vive en las aguas dulces, conocida como esponjílidos, y de armazón corneossilícico. La plasticidad morfológica de las esponjas permite su identificación (Federwisch *et al.*, 2020).

Las esponjas se emplearon en la antigüedad como esponjas de baño y para rellenar sillas y cascos de batalla. Por otra parte, se destacan como biomateriales para el andamiaje del cultivo de células

para la regeneración de tejidos y también las espículas en el campo de las nanoestructuras de silicio (Carballo *et al.*, 2014).

### Holosimbiontes e importancia para los ecosistemas

Los poríferos remueven hasta el 95% de las bacterias y partículas del agua y el 90% del carbón orgánico disuelto, así la materia orgánica suspendida y disuelta queda disponible como alimento para otros organismos. Además, actúan en la regulación de servicios ambientales, incluyendo la recirculación de carbono, silicio y nitrógeno; y en la purificación del agua (FAO, 2017).

Contienen gran cantidad de simbiontes microbianos, representados por cianobacterias, dinoflagelados, diatomeas; los simbiontes bacterianos pueden aportar más del 60% del peso de las esponjas (Cerrano *et al.*, 2000; FAO, 2017). A través de los procesos de alimentación y de excreción de la esponja, y del metabolismo microbiano; transforman químicamente el agua, devolviendo volúmenes grandes de agua al océano, con efectos en los nutrientes, en las otras comunidades del arrecife y en los ciclos biogeoquímicos del carbono, el nitrógeno y el fósforo (Pawlik y McMurray, 2020; Pita *et al.*, 2018).

Los ecosistemas formados por esponjas son considerados por su importancia en la funcionalidad del ambiente béntico; acoplamiento béntico-pelágico; por mantener alta diversidad y abundancia de especies asociadas; reciclaje de material orgánico, biofiltración; bioprospección y cambio climático. Ahora son sujetos de protección en los ecosistemas marinos vulnerables (Thompson y Fuller, 2020).

Las esponjas y los manglares forman hábitats que mantienen los procesos funcionales de la biota marina; la proximidad de estos con los arrecifes, contribuyen a la riqueza y abundancia de las especies de peces de arrecifes de coral y a conservar su estructura trófica (Seemann *et al.*, 2018).

Las esponjas del arrecife de coral del Caribe brindan diversos servicios a la biota marina, allí fueron encontradas 39 especies de peces y las esponjas ofrecieron entre otros servicios: sitio de cría para sus huevos, alimentación y refugio ante depredadores, hábitat y sustrato; v. g. especies de góbidos que habitan exclusivamente en las esponjas; ofiuros que se alimentan de las partículas de la superficie de las esponjas; peces, nudibranchios y poliquetos sedentarios que habitan las esponjas vítreas biohermales; demosponjas y esponjas vítreas proveen hábitats en aguas profundas, contribuyendo a mantener la biodiversidad bentónica (Folkers y Rombouts, 2020).

### **Metabolitos secundarios e importancia médica**

Algunas esponjas marinas como *Cinachyrella kuekenthali* presentan actividad

antibacteriana y resultan ser promisorias con fines médicos (Guevara *et al.*, 2016). La esponja del Caribe colombiano *Lotrochota birotulata*, produjo compuestos con moderada actividad antioxidante, e insecticida y antialimentario en larvas de polillas de *Spodoptera frugiperda* (Pastrana *et al.*, 2019).

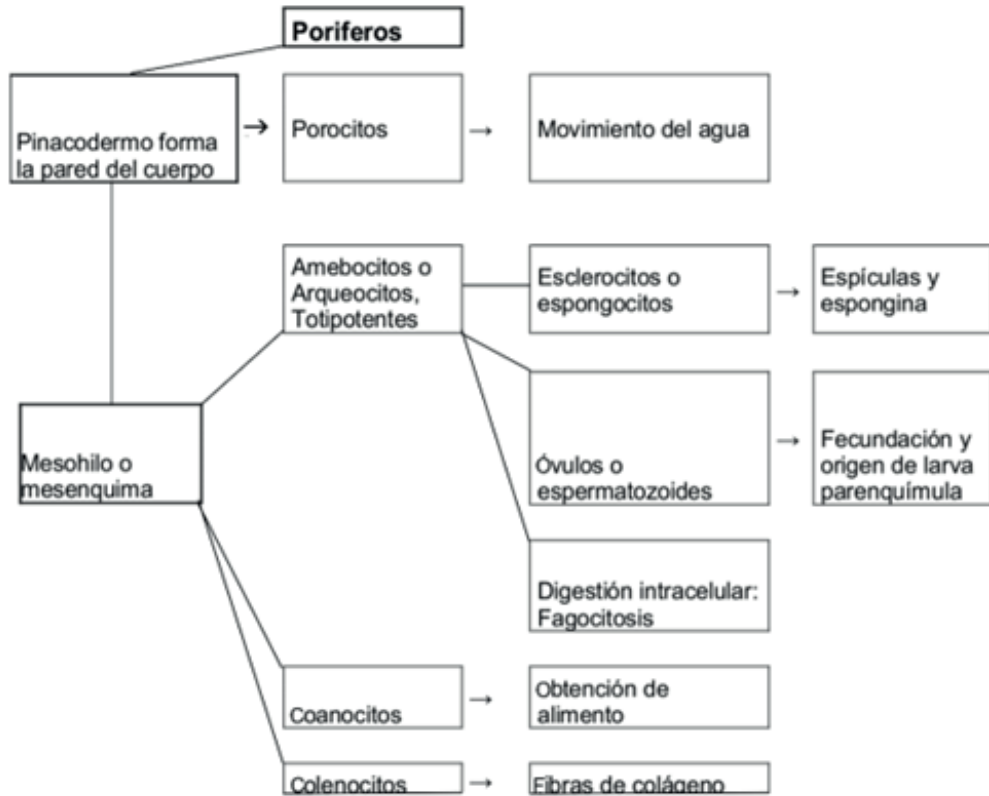
Utilización de metabolitos secundarios como productos terapéuticos. Esponjas tales como *Cryptotethya crypta* y *Hali-chondria okadai*, sintetizan metabolitos secundarios, que luego son convertidos en medicamentos antivirales y anticancerígenos. Por otra parte, de las esponjas se han extraído más de 71 alcaloides, 15 terpenoides, 12 péptidos y 4 policétidos (Izzati *et al.*, 2021). La esponja del género *Petrosia* (Haplosclerida, Petrosiidae) sintetiza los metabolitos secundarios: poliacetilenos, esteroides, meroterpenoides y alcaloides (Lee *et al.*, 2021).

### **Estructura de las esponjas**

La pared del cuerpo esta formada por **porocitos** y el **mesohilo** integrado por proteínas, células y **espículas** (Figs. 1.9 a, b y 1.10). Estas últimas son estructuras formadas por carbonato de calcio o de sílice, con variedad de formas.

**Figura 1.9. A.**

Composición celular de las esponjas.

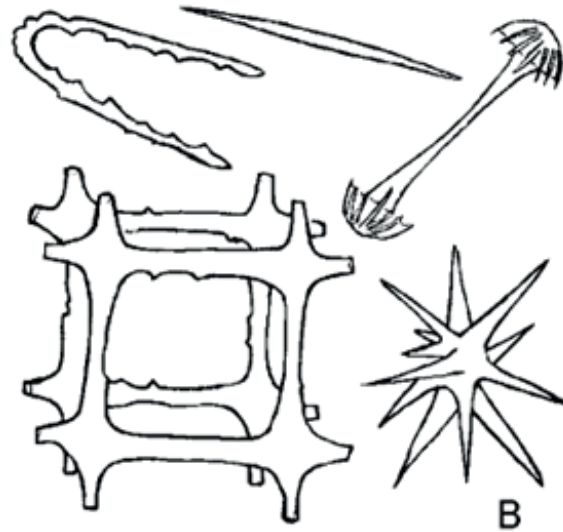


El metabolismo con sus funciones de nutrición y respiración se llevan a cabo a nivel celular (Figs 1.9a y 1.10), por ejemplo, los coanocitos presentan flagelos para la captura de alimentos, alimentación por filtración con digestión intracelular y la reproducción puede ser asexual o sexual (Fig. 1.10).

Según Schejter (2014) hay algunas especies que son carnívoras, habitantes de cavernas en fondos oceánicos como *Chondrocladia* sp.

**Figura 1.9. B**

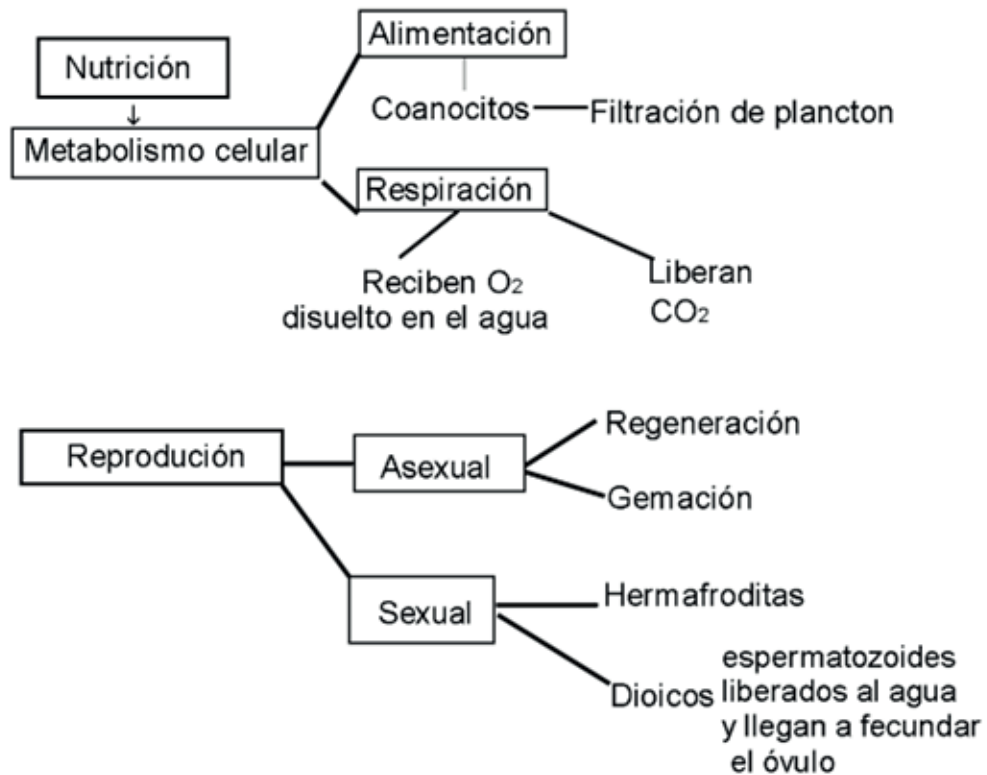
*Espículas silíceas.*



**Nota.** Modificado de Buchsbaum (1938).

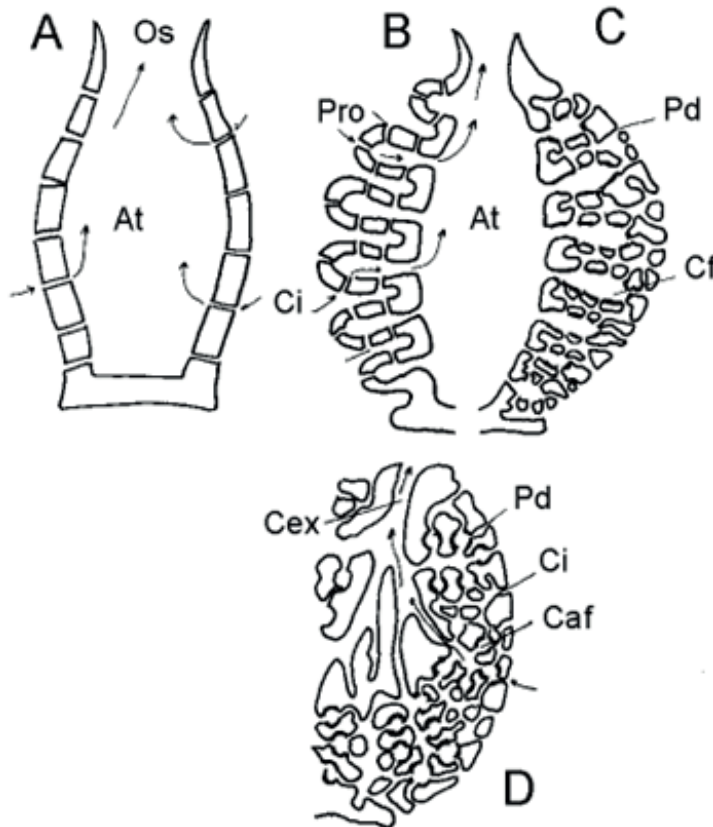
**Figura 1.10**

*Funciones de las esponjas.*



**Figura 1.11**

*Tipos estructurales de Porifera A. asconoide, B. siconoide, C. siconoide más especializado, D. leuconoide. At: atrio, Caf: cámara flagelada, Cex: canal excurrente, Cf: canal flagelado, Ci: canal incurrente, Pd: poro dérmico, Pro: prosopilo, Os: ósculo.*



**Nota.** Modificado de Barnes (1986).

Las esponjas presentan tres tipos de organización: ascon, sicon y leucon (Fig. 1.11). Esta organización se basa en el plegamiento de la pared del cuerpo y la velocidad de la circulación del agua a través de la esponja, procesos que facilitan el aumento del área de superficie vs. volumen y la eficiencia de alimentación por filtración (Tabla 1.2). Las esponjas de tipo ascon presentan menor complejidad en el plegamiento de la pared y menor volumen y velocidad de circulación del agua; las de tipo sicon y ascon presentan mayor plegamiento y mayor velocidad de conducción del agua.



**Tabla 1.2**

*Estructura de las esponjas según su plegamiento.*

	<b>Ascon</b>	<b>Sicon</b>	<b>Leucon</b>
Forma	Radial	Radial	Irregular
Atrio o espongocele	Conspicuo	Conspicuo	Inexistente
Poros	Porocitos	Prosópilos	Prosópilos
Plegamiento de la pared corporal	No tiene plegamiento	Canales radiales flagelados con coanocitos: canales incurrentes: entra el agua; canales excurrentes: sale el agua	Cámaras flageladas con conductos excurrentes que salen al ósculo

### **Clasificación de Porifera**

Las clases del filo Porifera son: Calcarea, Hexactinellida, Homoscleromorpha y Demospongiae (Wörheide *et al.*, 2012).

**Clase Calcarea** (5% de las especies, según Maldonado, 2011). Ejemplos: *Leucosolenia*, *Sycon* sp.

Esqueleto compuesto por espículas de **carbonato de calcio**, biactinas, triactinas, o tetractinas; posee los tres tipos de organización ascón, sicón, leucón (Schejter, 2014).

**Clase Hexactinellida** (10% de las especies, según Maldonado, 2011). Ejemplo: *Euplectella*. Sistema leuconoide, "esponjas vítreas", espículas de **dióxido de silice**, diámetro de 0,5 cm a 2 m (v. g. *Aphrocallistes vastus*); esqueleto compuesto por espículas silíceas triaxónicas y hexactinas (Schejter, 2014). Son las únicas con organización sincitial (Maldonado, 2011).

**Clase Homoscleromorpha**, habitan en aguas profundas o cavernas submarinas, sin sistema acuífero y sin poros sobre la superficie; alimentación por captura de

microinvertebrados, se caracteriza por incubación de los embriones, pinacocitos flagelados, espículas silíceas tetraxónicas (Schejter, 2014).

Orden Homosclerophorida

Familias: Plakinidae y Oscarellidae

**Clase Demospongiae**, esqueleto compuesto por espículas silíceas mono o tetraxónicas, nunca triaxónicas, fibras orgánicas o de colágeno (Schejter, 2014).

Se plantea el origen de las Demospongiae del Neoproterozoico (Precámbrico) (ver Anexo 1); el paso de las esponjas marinas a ambientes dulceacuícolas del Carbonífero (Paleozoico) y la diversificación de las esponjas dulceacuícolas en el Mioceno (~18 Ma) (Cenozoica) (Schuster *et al.*, 2018).

La clase Demospongiae comprende el 81% de todas las especies vivas de esponjas; cerca de 7000 especies en todo el mundo. Con base en Morrow y Cárdenas (2015), se plantea su clasificación a nivel de subclases y órdenes.

**Subclase Heteroscleromorpha**

Órdenes: Agelasida, Axinellida, Biemnida, Bubarida, Clionaida, Desmacellida, Haplosclerida, Merliida, Poecilosclerida, Polymastiida, Scopalinida, Sphaerocladina, Spongillida, Suberitida, Tethyida, Tetractinellida, Trachycladida.

**Subclase Verongimorpha**

Órdenes: Chondrillida, Chondrosiida, Verongiida.

**Subclase Keratosa**

Órdenes: Dendroceratida, Dictyoceratida, Demospongiae.

Incertae sedis género *Myceliospongia*

Algunos géneros que se encuentran en el Caribe colombiano de la Familia Petrosiidae: *Neopetrosia*, *Petrosia*, y *Xestospongia*, todas de consistencia pétreo (Zea et al., 2019).

Por otra parte, hay que anotar que las esponjas dulceacuícolas pertenecen a la familia Spongillidae y las esponjas de baño a la familia Familia Spongiidae, con géneros tales como *Spongia* e *Hippospongia*.

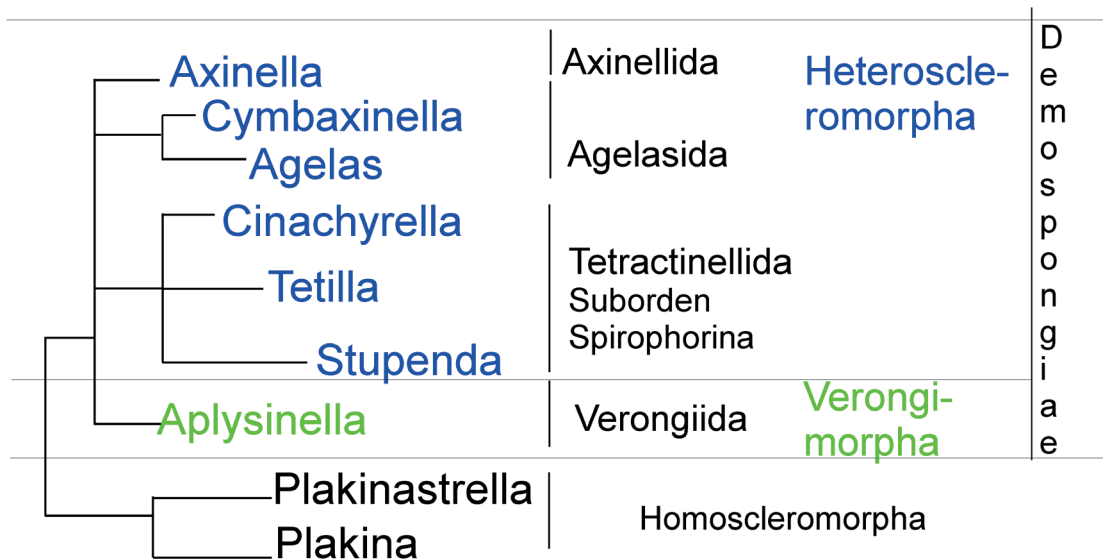
Es importante señalar que las especies de esponjas del Caribe colombiano cuentan con una "Guía virtual" (Zea et al., 2014).

**Filogenia de los Porifera**

Se muestra la filogenia simplificada de las esponjas que incluye solo las clases Homoscleromorpha y Demospongiae (Fig. 1.12), basada en datos moleculares ADNmt, citocromo oxidasa (cox1) (Schuster et al., 2017).

**Figura 1.12.**

*Filogenia simplificada de Porifera, incluyendo a los Homoscleromorpha y Demospongiae, basada en cox1.*



**Nota.** Redibujado de Schuster et al. (2017).

### 1.3 Placozoa

Filo que incluye dos especies animales: *Trichoplax adherens* (Fig. 1.13) y *Tetroplox reptans*. Miden 0,5 a 3 mm de diámetro, con movimiento ameboide, marinos y se alimentan de protozoos y diatomeas bentónicas (Maldonado, 2011). Es necesario anotar que otras especies de placozoos se definen por su composición genética o haplotipo, y los haplogrupos definen su filogenia (Fig. 1.14).

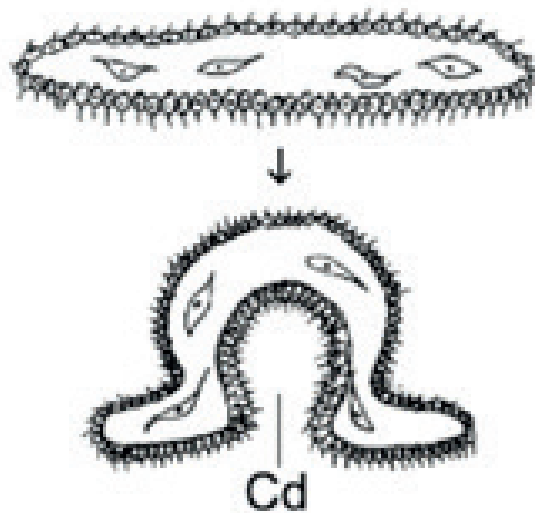
*Trichoplax adherens*, carece de simetría, de células nerviosas y musculares, de lámina basal y matriz extracelular, así como de órganos. Se reproducen por fisión binaria, gemación y ocasionalmente por reproducción sexual, albergan ovocitos y forman embriones; sin embargo, este último tipo de reproducción está en investigación. Respecto al genoma es el

más pequeño de todos los metazoos. Los placozoos mantienen relaciones endosimbióticas con rickettsias de la familia Midichloriaceae (Schierwater *et al.*, 2021).

Los placozoos presentan genes paraHox y carecen de uniones gap y membrana basal o aún no ha sido detectada, puesto que disponen de genes que en otros metazoos codifican para formar proteínas de la matriz extracelular, incluyendo colágeno IV, laminina  $\alpha$ - $\beta$  y  $\gamma$ , nidógeno, proteoglicanos como el heparínsulfato y dos glicoproteínas, y el gen matrilín-2. También presenta una proteína relacionada con la fosforilación de la tirosina, asociada con la regulación de la tirosina en otros metazoos (Giribet y Edgecombe, 2020).

#### Figura 1.13

Placozoo *Trichoplax*, cambio de forma para alimentarse. Cd: cavidad digestiva.



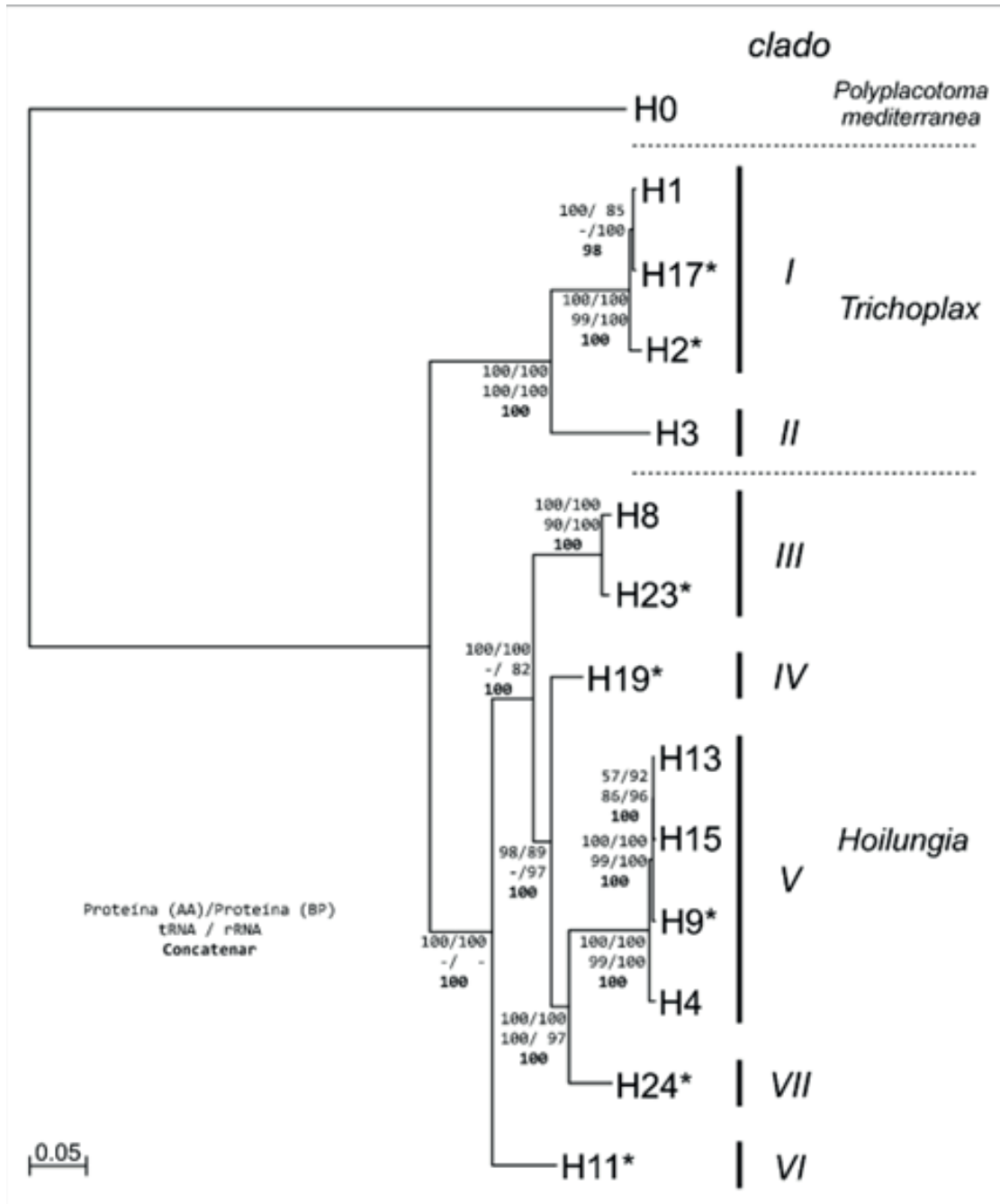
**Nota.** Redibujado de Brusca y Brusca (2005).

## Filogenia de los Placozoa

La filogenia de placozoos (Fig. 1.14) se basa en datos moleculares del genoma mitocondrial, mediante el uso de secuencias de proteínas (Schierwater *et al.*, 2021).

**Figura 1.14**

Filogenia de placozoos, basada en el genoma mitocondrial.



**Nota.** Redibujado de Schierwater *et al.* (2021).

## 1.4 Cnidarios

### Competencias:

- Representa gráficamente un cnidocito o nematocisto y describe su función.
- Identifica las principales características morfológicas de las clases de celenterados.
- Reconoce la importancia de los cnidarios y especialmente de los arrecifes coralinos.

El filo Cnidarios es un grupo con más de 9.000 especies. Toma su nombre de las células urticantes (cnidoblastos). Otro nombre para el filo, celenterados deriva de su cavidad gastrovascular o intestino o enteron.

Son metazoarios, acelomados, con cavidad gástrica que desemboca en una única abertura (boca-ano). Embriológicamente son organismos diblásticos, determinados y protostomados.

### Importancia de los cnidarios

#### Medusas

**Importancia de las medusas y amenazas.** Las medusas juegan un papel importante en la estabilidad y mantenimiento de la red alimentaria. Se alimentan de fitoplancton, zooplancton, detritus, huevos y larvas de muchos peces. A su vez son el alimento de tortugas, peces como el jurel *Trachurus trachurus* y de 124 especies diferentes de peces y otras 34 especies de animales (Williams, 2015). Los pólipos de la medusa *Aurelia aurita*, de las costas de Japón fueron el alimento de tres especies de crustáceos, y de cinco especies de gasterópodos, de estas especies el 60%

resultaron comunes en fondos marinos rocosos naturales; sin embargo, en construcciones derivadas de actividades antrópicas fueron muy escasos (Takao *et al.*, 2014). Por otra parte, en aguas costeras de China, los pólipos de las medusas *Aurelia coerulea*, *Nemopilema nomurai* y *Rhopilema esculentum* fueron predados por cuatro especies de anémonas de mar y por tres especies de nudibranchios (Tang *et al.*, 2021). Una amenaza es la ingestión de plásticos por parte de las medusas y su transferencia en la cadena trófica (Macali *et al.*, 2018).

Los depredadores principalmente peces y crustáceos se ven favorecidos por el consumo de medusas maduras, por su aporte de ácidos grasos esenciales en la dieta (Stenvers *et al.*, 2020).

Son un manjar gastronómico para los chinos. Cuentan con potencial médico para el tratamiento enfermedades e infecciones como artritis, respuestas inflamatorias, dolores menstruales y gota (Williams, 2015). Además, se ha realizado investigación para la preparación de antídotos contra el veneno de algunas medusas como *Chironex fleckerii* y *Cyanea nozakii* (Lau *et al.*, 2019; Li *et al.*, 2021).

Su tolerancia a la baja concentración de oxígeno y poco alimento, así como su elevado potencial de reproducción y supervivencia les permiten acomodarse a nuevos entornos marinos, a ambientes eutróficos y a la fijación de pólipos en diversidad de sustratos (Williams, 2015).

**Impacto de las medusas debido al desequilibrio en el ecosistema.** *Chrysaora melanaster* (Scyphozoa), habita en el Pacífico nororiental, se alimenta de pterópodos,

quetognatos, y zooplancton de crustáceos (copépodos, eufausiáceos, larvas zoea y magalopa) y dependiendo de la estación (v. g. primavera) se alimentaban de huevos y larvas de peces; al parecer lo que causa el aumento de su biomasa, depende de los regímenes en el cambio climático, como consecuencia de la mayor producción de zooplancton (Ruzicka *et al.*, 2020).

La sobrepesca, el calentamiento global, la eutroficación (nitratos y fosfatos de aguas residuales y pesticidas), la translocación (reubicación por parte del humano en otro entorno marino) y la modificación del hábitat (actividades de dragado, construcción de puertos, perforación) son las responsables del **afloramiento** de medusas en las áreas costeras, que afectan las industrias pesqueras de Japón, China, Escocia y México; el turismo de Australia y de la costa mediterránea; y la acuicultura mundial (Guildford, 2013; Williams, 2015).

Ejemplos concretos de afloramiento de medusas son los ocurridos en Japón, en 1990 con *Aurelia aurita* y luego en 2002, con la medusa gigante *Nomura nomurai* (Scyphozoa), en éste último las consecuencias fueron funestas, con destrucción de las redes de pesca, y peces capturados muertos, paralizados o envenenados. El Mar Caspio fue invadido por *Mnemiopsis* entre 1999 y 2000 (Williams, 2015).

Por otra parte, las medusas también son responsables de los bloqueos de la tubería por donde entra el agua de mar a los sistemas de enfriamiento; por ejemplo, el bloqueo de la tubería del sistema de refrigeración de la central nuclear de Oskarshamn (Suecia, mar Báltico) en el 2013 (Guildford, 2013; Williams, 2015).

### **Proteínas fluorescentes y aplicaciones.**

Las proteínas fluorescentes (PF), se identificaron por primera vez en la medusa *Aequorea victoria*, la proteína aequorina, absorbe la luz azul y emite luz verde. Las PF se concentran en los tentáculos; y también están presentes en otros cnidarios como *Obelia*, corales escleractinios, pennatúlidos y anémonas. (Chudakov *et al.*, 2010; Khetrapal, 2019).

Las posibles funciones de las PF se relacionan con: fotoprotección del hospedero y sus simbioses; reducción del estrés oxidativo de los corales y de sus algas simbioses; optimizar la actividad fotosintética en los pólipos del coral; atracción de simbioses o presas por parte del coral (Kashimoto *et al.*, 2021).

En los corales las PF, otorgan los colores vivos verde, azul, y rojo; todos codificados en 15 especies del género *Acropora* por 8 a 18 genes de PF; sin embargo, algunas especies de este género solo tienen dos genes; ante tales evidencias se planteó la duplicación, expansión y diversificación de los genes PF, durante la evolución de *Acropora* (Kashimoto *et al.*, 2021).

Los genes de PF, actúan como marcador visible, son utilizados para etiquetar proteínas de las células vivas, que emiten luz y luego ser visualizadas en el microscopio. Se han diseñado modelos de proteínas que se acoplan, unen y activan al compuesto fluorogénico DFHBI, con alta precisión estructural, que han funcionado in vitro en *Escherichia coli*, levaduras y células de mamíferos (Dou *et al.*, 2018). Usando la técnica de biomineralización también se han desarrollado redes con PF y partículas de plata, para producir nanoestructuras (Cabiles *et al.*, 2021).

## Corales

**Biodiversidad vs. amenazas y conservación.** Los arrecifes de coral son ecosistemas marinos muy diversos; con amplia variedad de interacciones entre las especies (organismos asociados a corales) y de importancia económica. Albergan más del 25% de todas las especies marinas y mantienen la asociación con más del 50% de los invertebrados; son hábitat para juveniles de muchas especies de invertebrados y peces de importancia comercial; protegen las zonas costeras de las tormentas; y son un atractivo turístico. Sin embargo, la amenaza principal de estos sistemas es el impacto antropogénico: sobrepesca, turismo intensivo, urbanización, sedimentación, contaminación, y cambio climático (El-Naggar, 2020; Montano, 2020).

La diversidad y la funcionalidad del arrecife de coral son clave para plantear gestión en su favor. Su funcionalidad se basa en procesos ecológicos complementarios entre sí: producción de carbonato de calcio y bioerosión; producción primaria y herbivoría; producción secundaria y depredación; y absorción y liberación de nutrientes (Brandl *et al.*, 2019).

Por otra parte, es necesario generar y aplicar modelos de restauración con sustentabilidad económica, que tiendan a beneficiar el arrecife coralino y a la comunidad, como el planteado por UN Environment *et al.* (2018), para los ecosistemas coralinos del suroeste de Asia y mesoamericano en el Caribe. Otras acciones concretas para la conservación son los programas de investigación y educación ambiental, por ejemplo, el de los arrecifes de Florida (NOAA, 2018).

La Reserva Marina Seaflower, declarada como reserva de la biosfera en el 2000 y como parte del área marina protegida (AMP) en el 2005, por el gobierno colombiano; alberga la tercera barrera de coral más grande del mundo. El Archipiélago de San Andrés hace parte de esta reserva; las especies de corales más frecuentes en los Cayos Roncador, Quitasueño y Serrana, pertenecientes a este archipiélago son: *Agaricia agarites*, *Porites astreoides*, *P. porites*, *Millepora alcornis*, *Siderastrea siderea* y *Orbicella faveolata* (Bustos Ordoñez *et al.* 2014; Lopera *et al.*, 2020). La especie coralina *Acropora palmata*, y la dispersión de sus larvas, asociada con la variabilidad de la dinámica espacio-temporal de las corrientes marinas del Caribe, llevaron a evidenciar el impacto de las corrientes oceánicas y la conectividad en los corales, así como a plantear la ampliación de la red AMP para favorecer la resiliencia de las poblaciones ante los cambios ambientales y hacerlas menos proclive a las extinciones locales (Lopera-García, 2019; Lopera *et al.*, 2020).

Las áreas coralinas en el Caribe colombiano del Parque Nacional Natural Corales del Rosario y San Bernardo, a raíz de varios impactos antropogénicos tales como, sedimentación y contaminación, llevaron al deterioro de la cobertura de coral. Para mitigar esta problemática, se inició un programa de restauración y recuperación, consolidando una guardería de los corales cuerno de alce *Acropora palmata* y cacho de venado *A. cervicornis*, con el objetivo de ser trasplantados en estas áreas coralinas (Rojas Ruiz *et al.*, 2015).

En el Pacífico colombiano se encuentra el Parque Nacional Natural Gorgona. La Isla Gorgona cuenta con varias playas coralinas como La Azufrada y Playa Blanca, donde se evidencia el depósito de esqueletos de coral en la playa y la formación subsecuente de arena. Este parque fue creado en 1984 y es objeto de conservación desde entonces (Organización Colparques, 2021; Padilla-Gil, 1998).

**Importancia Farmacéutica.** Los octocorales son la fuente del 94% de los compuestos biomédicos extraídos de los cnidarios, con potencial como: larvicidas, insecticidas, antineoplásicos, antimicrobiales, alopáticos, antioxidantes, antivirales, citotóxicos y antiinflamatorios. Los compuestos bioactivos están representados así: esteroides y lípidos entre 90 a 95%; y un 10% comprenden, alcaloides, diterpenos y sesquiterpenos, prostaglandinas, derivados del cembrene, terpenoides, esteroides y esteroides glucósidos (Kasimala *et al.*, 2020).

Ejemplos de octocorales estudiados son *Junceella fragilis* y *Briareum* sp., de los cuales se han aislado briaranos. En *Sarcophyton* sp., *Sinularia* sp., y *Anthelia* sp., se registraron 10 terpenoides y 1 alcaloide farmacológicamente activos (Izzati *et al.*, 2021; Nieto-Prieto, 2013; Su *et al.*, 2020).

**Redes simbióticas.** Existe una red simbiótica entre las comunidades microbianas (algas, bacterias, microeucariotas y virus), y los corales escleractinidos; bacterias-algas dinoflageladas-coral; la simbiosis permite los siguientes beneficios:

- Nutrición, las algas proporcionan entre el 90 y el 95% de la energía del coral, en forma de lípidos, carbohidratos, aminoácidos y O<sub>2</sub>.

- Protección, aumentando su capacidad para aclimatarse y resistir o tolerar el estrés ambiental.
- Defensa ante patógenos, al proporcionar metabolitos secundarios que inhiben el crecimiento bacteriano y la formación de biopelículas microbianas.
- Regulan la productividad del alga, el coral secreta nitrógeno y desechos inorgánicos que son reciclados por el alga (Matthews *et al.*, 2020; Modolon *et al.*, 2020; Williams *et al.*, 2020).

La simbiosis cnidario-dinoflagelado, esta mediada por señalización molecular entre los socios, como son lípidos, glucanos, compuestos reactivos volátiles biogénicos y ARN no codificante (Rosset *et al.*, 2020).

Las anémonas también presentan asociación simbiótica con microalgas, el fototaxismo de la anémona *Exaiptasia pallida* se relacionó con la incidencia de la luz blanca y en menor proporción con otros colores de luz; esta respuesta a la luz, es altamente sensible a la presencia de algas. La simbiosis cnidario-dinoflagelados fotosintéticos, es importante y permite la permanencia y distribución de los corales y de las anémonas en su hábitat. La ruptura de esta simbiosis se denomina “blanqueamiento” y representa la pérdida de algas del huésped (Foo *et al.*, 2020).

La anémona de mar *Ostiactis pearseae* mantiene simbiosis con las bacterias quimiosintéticas del grupo bacteriano SUPo5 (Thioglobaceae), esta relación mixotrófica conlleva al manejo efectivo del ciclo del azufre; las bacterias se alojan en la superficie de los tentáculos de la anémona y facilitan su permanencia



en espacios hidrotermales activos de 3700 m de profundidad en la cuenca sur de Pescadero en el Golfo de California (Goffredi *et al.*, 2021).

### **Venenos de cnidarios y bioprospección**

Los venenos pueden contener, enzimas, neurotoxinas, e inhibidores enzimáticos; con efectos citotóxicos, citolíticos, hemolíticos y neurotóxicos. En la tabla 1.3 se muestran algunos venenos de cnidarios y su actividad biológica. Los signos y síntomas de estos venenos en el humano, pueden ser: dermonecrosis, edema, neurotoxicidad difusa, problemas motores y respiratorios, síntomas cardiovasculares, hipotensión e inclusive en pocos casos la muerte (D'Ambra y Lauritano, 2020).

Varias especies de cnidarios, producen picaduras cuando los bañistas tienen contacto con éstas. En el Caribe colombiano, cabe mencionar las cubomedusas, *Chiropsalmus quadrumanus* y las del género *Carybdea*. También el coral de fuego, del género *Millepora*, que puede causar sensación de quemadura (Berben *et al.*, 2014).

Los péptidos neuroactivos con afinidad por los canales de sodio y potasio, son potenciales para el tratamiento de enfermedades neurológicas causadas por la disfunción de estos canales; por ejemplo, el péptido exclusivo de los cnidarios ShK-186 o dalazatida, es un bloqueador del canal de potasio, el cual cuenta con ensayos clínicos para el tratamiento de enfermedades autoinmunes tales como, esclerosis múltiple y artritis reumatoide. El inhibidor de la  $\alpha$ -amilasa pancreática de humanos y otros péptidos derivados de las anémonas ofrecen un potencial para la obtención de medicamentos para el tratamiento de la diabetes (D'Ambra y Lauritano, 2020).

### **Generalidades de los cnidarios**

La característica principal del grupo es la presencia de **cnidoblastos o nematoblastos** (Fig. 1.15), son células esparcidas por toda la epidermis y particularmente abundantes en los tentáculos. Contienen organelos evaginables llamados **cnidos**, entre los que se encuentran las estructuras punzantes o nematocistos.

El nematocisto se encuentra ubicado en una cápsula llena de toxina, éste se puede equiparar con una jeringa hipodérmica en miniatura o a un microdardo que inyecta su poderoso veneno en el tegumento. En general los efectos urticantes de los cnidarios se deben a una sustancia 5-hidroxitriptamina; se trata de una histamina que provoca reacciones alérgicas.

Este filo incluye los hidroideos, medusas, anémonas de mar, corales y otros grupos menores. La pared del cuerpo consiste en una **epidermis** externa, una capa interna de células limitando la **cavidad digestiva** (endodermo) y entre ellas, una capa gelatinosa con pocas células denominada **mesoglea** (de origen ectodérmico) (Fig. 1.16).

La boca es central y casi siempre está rodeada por una o más coronas de tentáculos que contribuyen a la captura e ingestión del alimento. Los tentáculos están provistos de células urticantes características (nematoblastos) que sirven para atrapar y paralizar las presas.

En los celenterados se pueden distinguir dos tipos estructurales distintos: una forma conocida como **pólipo**, y una forma llamada **medusa** que es casi siempre de vida libre. El pólipo consiste esencialmente en un cuerpo cilíndrico cuyo extremo oral con la boca y los tentáculos,

está dirigido hacia arriba. Sin embargo, la medusa tiene forma de paraguas, con la boca y los tentáculos que la rodean situados en la superficie cóncava inferior. Algunos celentéreos existen sólo como pólipos, otros como medusas, mientras otros pasan por ambos estados durante su ciclo vital.

Los cnidarios tienen la habilidad de revertir su metamorfosis, v. g. la medusa del hidrozoo pequeño *Turritopsis* pasa de medusa a pólipo, revierte su desarrollo vía la transdiferenciación celular, por lo cual es llamada la “medusa inmortal”; algunos corales bajo condiciones de estrés pueden dividir sus partes blandas y dispersarlas a otros sitios; por último, las anemonas de mar boloceroides son capaces de trepar, nadar y reproducirse tanto sexual como asexualmente por fisión, al desprender sus tentáculos y extenderlos para desarrollar nuevos pólipos o por laceración del pie (Giribet y Edgecombe, 2020).

Los cnidarios poseen neuronas organizadas en plexos, en larva, pólipo y medusa, estas células son intraepiteliales que al unirse forman anillos o ganglios, presentan sinapsis eléctrica y química mediadas por neurotransmisores (serotonina, amida FMRF y noradrenalina) (Maldonado, 2011).

Los neuropéptidos FMRF-amidas o FLPs controlan varias funciones en los cnidarios como: contracción muscular, sensaciones, alimentación, reproducción, metamorfosis, movimiento de las larvas y probablemente regulan la sensibilidad y descarga de los nematocistos. Los péptidos GLW-amidas, en algunas especies, inducen la metamorfosis y en hidras son responsables del desprendimiento de las yemas. Un miembro de la familia GLW-amidas, Hym-53 y Hym-355, inducen la maduración del oocito y el desove (Takahashi, 2020).

**Tabla 1.3**

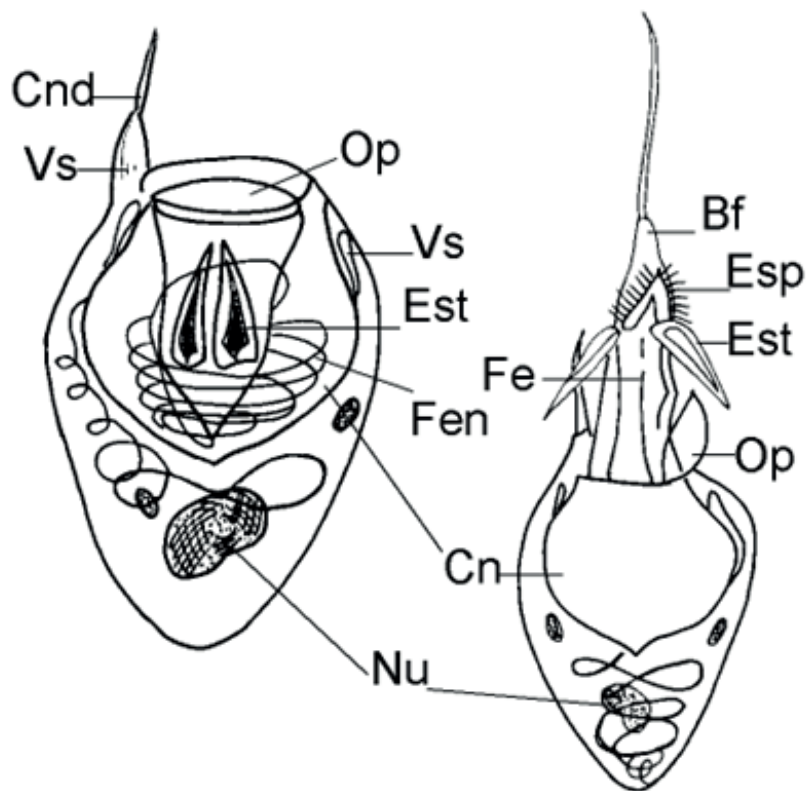
Toxinas y actividad biológica de algunas especies de cnidarios. N/A (no disponible).

<b>Especies</b>	<b>Compuestos</b>	<b>Actividad Biológica</b>
<i>Hydrozoa</i>		
<i>Millepora platyphylla</i>	<i>Milleporin-1</i>	<i>Citolítico, hemolítico</i>
<i>Physalia physalis</i>	<i>Fosfolipasa A2</i>	<i>N/A</i>
	<i>Fosfolipasa B</i>	<i>N/A</i>
	<i>Colagenasa</i>	<i>Citotóxico, hemolítico</i>
	<i>Elastasas</i>	<i>Musculotóxico, citolítico, hemolítico</i>
	<i>PpV19.3</i>	<i>Neurotóxico, cardiotoxico</i>
	<i>PpV9.4</i>	<i>Hemolítico</i>
	<i>P3</i>	<i>Neurotóxico, cardiotoxico</i>
	<i>P1</i>	<i>Neurotóxico</i>
	<i>Fisalitoxina</i>	<i>Hemolítico</i>
	<i>DNasa</i>	<i>Citolítico</i>
	<i>Histamina</i>	<i>N/A</i>
<i>Cubozoa</i>		
<i>Carybdea marsupialis</i>	<i>Hemolisina</i>	<i>Hemolítico</i>
	<i>CmH11</i>	<i>Citolítico</i>
	<i>CmH15</i>	<i>Citolítico</i>
	<i>CmH17</i>	<i>Citolítico</i>
	<i>CmNt</i>	<i>Neurotóxico</i>
<i>Chiropsalmus quadrigatus</i>	<i>CqTX-A</i>	<i>Hemolítico, neurotóxico, miotóxico</i>

**Nota.** Basada en D'Ambra y Lauritano (2020).

**Figura 1.15**

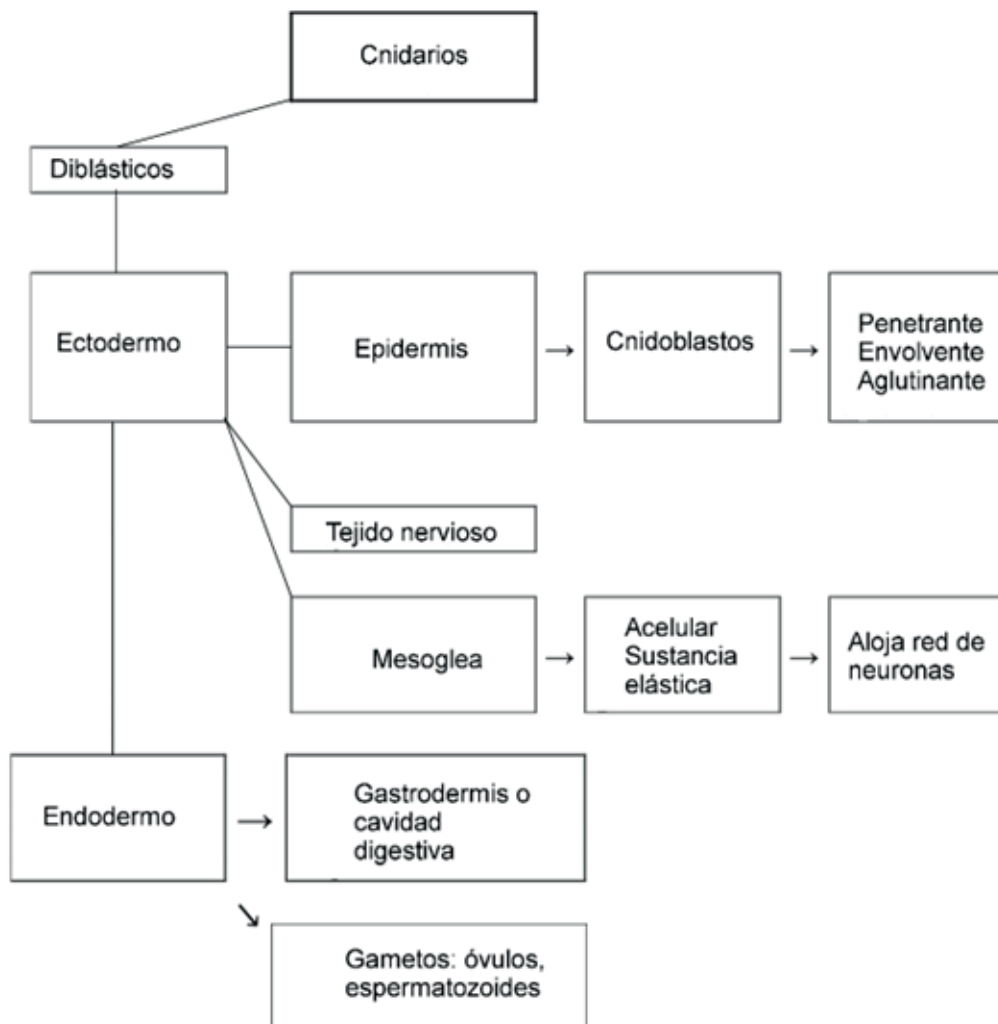
Esquema de un nematocisto antes y después de la descarga. Bf: base del filamento, Cn: cápsula del nematocisto, Cnd: cnidocilo, Esp: espinas, Est: estilete, Fe: flecha evertida, Fen: filamento enrollado Bu: núcleo del cnidocito, Op: opérculo, Vs: varilla de soporte del cnidocilo.



**Nota.** Redibujado de Brusca y Brusca (2005).

**Figura 1.16**

*Cnidarios capas embrionarias y desarrollo de estructuras.*



El filo Cnidaria presenta varias clases, v. g. según la filogenia de Kayal *et al.* (2017); sin embargo, en este texto se abordan sólo las clases: Hydrozoa, Scyphozoa, Cubozoa, Staurozoa y Anthozoa.

### **Clase Hydrozoa**

La clase de los hidrozooos la integran tanto especies solitarias sésiles como coloniales; la mayoría habitantes del océano. Para el estudio de esta clase se describen tres especies diferentes.

#### **Figura 1.17**

*Physalia physalis*, playa del Pacífico Neotropical.



***Physalia physalis***, la fragata portuguesa (Fig. 1.17), son colonias pelágicas de individuos polipoides y medusoides modificados. Los tentáculos larguísimos (dactilozoides), están provistos de nematocistos y pueden infringir picaduras muy dolorosas. Su ciclo de vida y aspectos ecológicos son estudiados por Munro *et al.* (2019).

**Figura 1.18**

*Hydra* (400X).



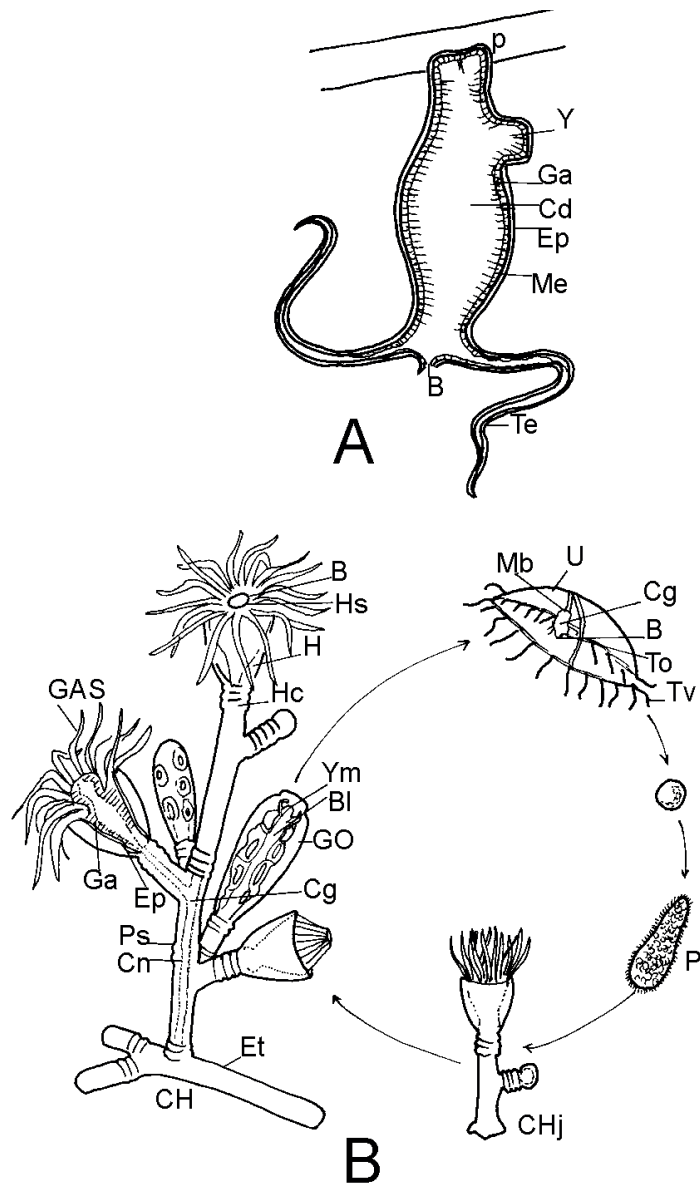
**Nota.** Foto O. Arcos.

**Género *Hydra*** (Fig. 1.18 y 1.19 A). Pólipo, de agua dulce, habitan en charcas claras y quebradas poco corrientosas. En su parte aboral presenta un disco que le permite adherirse al sustrato. La parte oral está rodeada de 6 a 8 tentáculos iguales o más largos que su cuerpo.

La hidra se reproduce asexualmente por gemación cuando dispone de buenas condiciones en el ambiente (Fig. 1.19 A); cuando sucede lo contrario, por ejemplo, con el incremento de la concentración de dióxido de carbono se estimula la reproducción sexual, con fecundación externa y desarrollo directo (Villego, 1994).

**Figura 1.19**

**A.** Estructura de la Hydra. **B.** Ciclo de vida de Obelia, estructura de una colonia hidroide. B: boca, Bl: blastostilo, Cd: cavidad digestiva, Cg: cavidad gastrovacular gástrica, CH: colonia hidroide, CHj: colonia hidroide joven, Cn: cenosarco, Ep: epitelio epidérmico, Et: estolón, Ga: gastrodermis, GAS: gastrozoide, GO: gonangio o gonozoide, H: hidroteca, Hc: hidrocaule, Hs: hipostoma, Me: mesoglea, Mb: manubrio, P: pie, Pl: plánula, Ps: perisarco, Te: tentáculo, To: tentáculos orales, Tv: tentáculo velar, U: umbrela, Y: yema (hidra hija), Ym: yema de medusa.



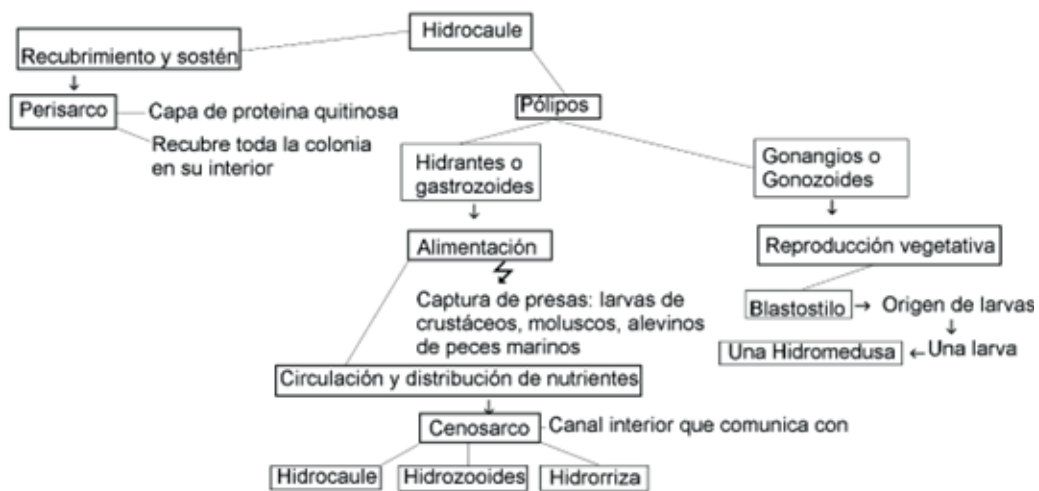
**Nota.** Modificado de Barnes (1986).



Género *Obelia* (Figs. 1.19 y 1.20). Es un hidrozoo marino colonial con aspecto ramificado de aproximadamente cinco a diez centímetros de largo. Formado por diferentes tipos de pólipos (Fig. 1.19), especializados para desempeñar diferentes funciones. La figura 1.20 presenta la estructura y función de la colonia; en la figura 1.19 B su ciclo de vida y un análisis comparativo entre la reproducción de un pólipo solitario, *Hydra* y uno colonial *Obelia*, se muestra en la figura 1.21.

**Figura 1.20**

*Estructura y funciones de la colonia de Obelia.*



**Clasificación de la clase Hydrozoa**

**Orden Hydroida**

Suborden Limnomedusae *Gonionemus* (medusa campana o aguamala).

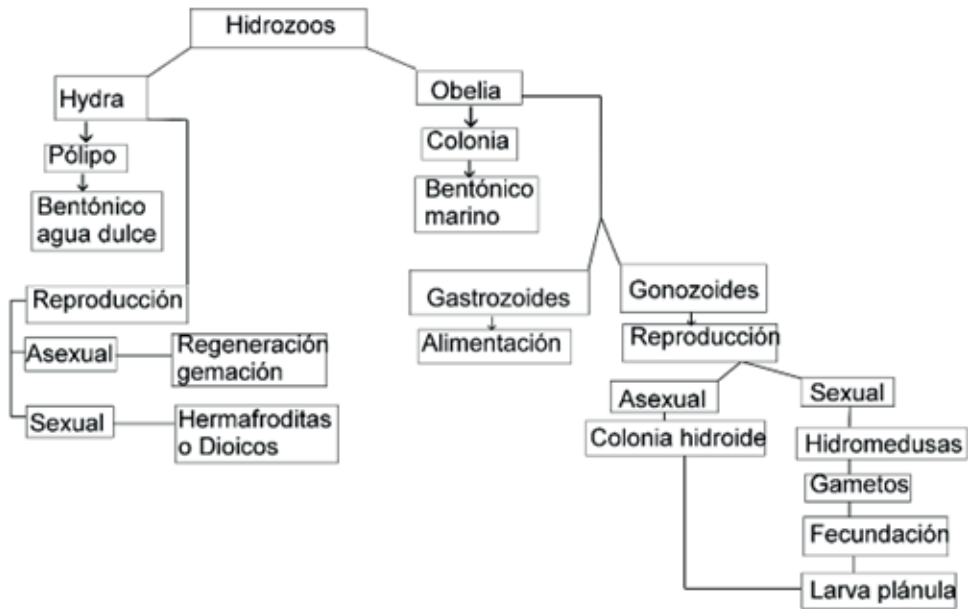
Suborden Anthomedusae *Hydra* (hidras de agua dulce) Fig. 1.18.

Suborden Leptomedusa *Obelia*, Fig. 1.19.

Orden Siphonophora *Physalia* (fragata portuguesa) Fig. 1.17.

**Figura 1.21**

Hidrozoos: *Hydra* y *Obelia*, hábitat, forma predominante y reproducción.



### Clase Scyphozoa

Habitan en todos los océanos, con prevalencia del estado de medusa y fase de pólipo reducida. La mayoría de los escifozoos viven en aguas costeras, con células urticantes en los brazos o tentáculos, algunas peligrosas para los bañistas.

#### Estructura general de la medusa

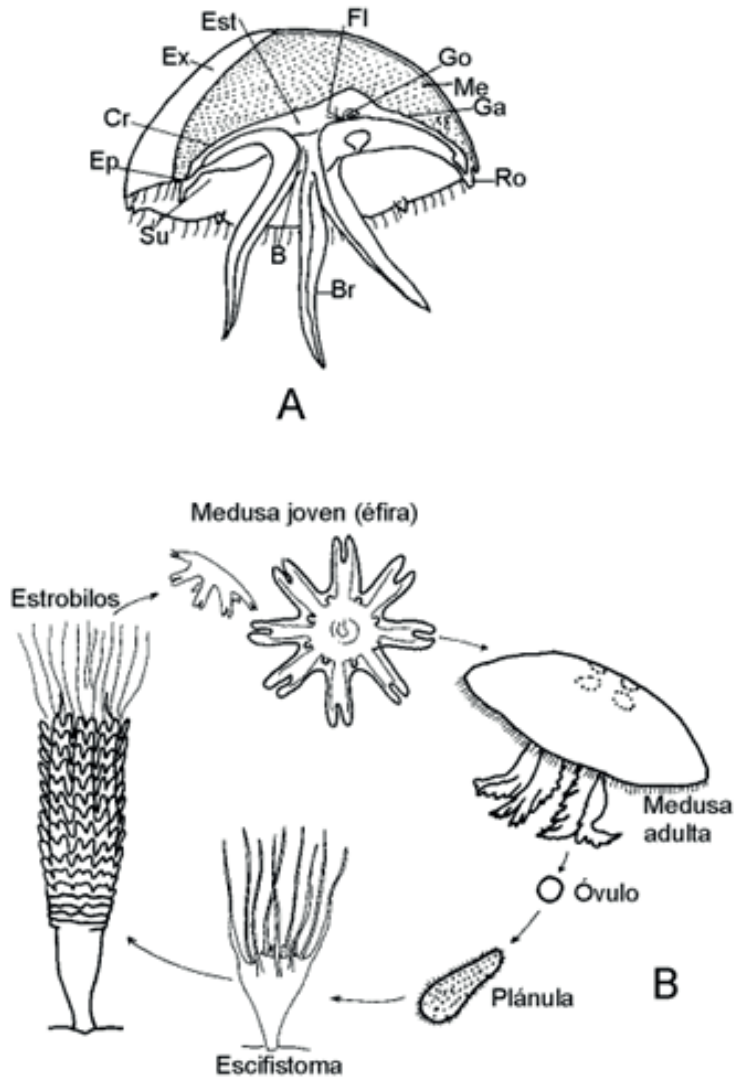
La parte superior del animal es convexa y recibe el nombre de ex-umbrella (Fig. 1.22), su cuerpo se curva por el borde hacia el centro y constituye una parte aproximadamente plana, la sub-umbrella. El borde, aproximadamente circular está provisto de numerosos tentáculos, delgados, sumamente flexibles y en

algunas especies, extraordinariamente largos y filamentosos.

Las estructuras y funciones de los escifozoos se relacionan en la figura 1.23. El ciclo de vida de la medusa *Aurelia* sp. se representa en la figura 1.22B. No todas las medusas son carnívoras, algunas especies del género *Aurelia* (Fig. 1.22A), son plantófitas y otras, como las del género *Cassiopeia*, poseen algas simbióticas (zooxantelas) que viven en su mesoglea y aportan el alimento suficiente para mantener viva a la medusa, siempre y cuando gocen de suficiente iluminación. Las escifomedusas del orden Coronatae, son las únicas con anillos nerviosos.

**Figura 1.22**

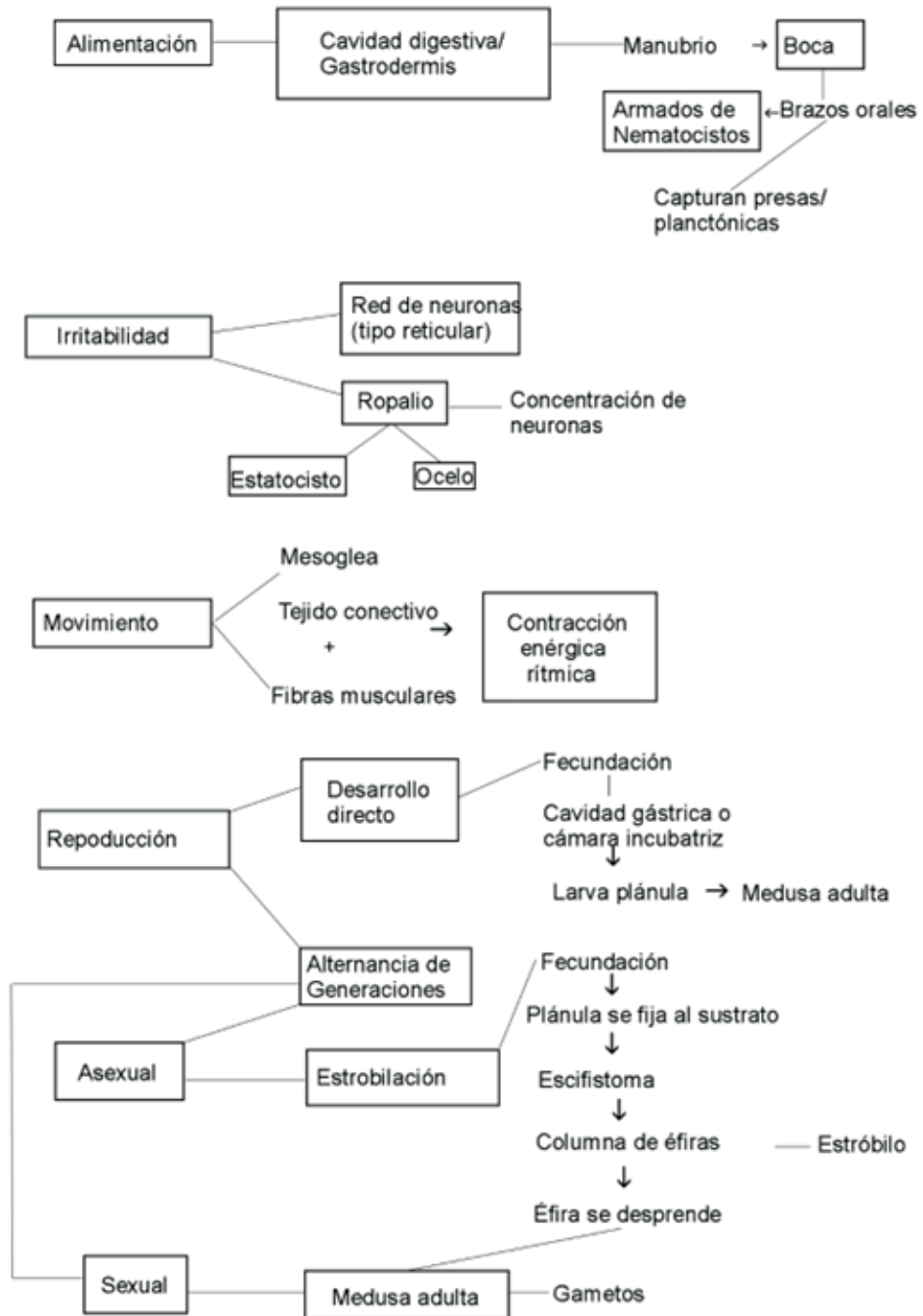
*Aurelia*. **A.** escifomedusa; **B.** ciclo de vida. B: boca, Br: brazos orales, Cr: conducto radial, Ep: epidermis, Est: estómago, Ex: exumbrella, Fl: filamentos, Ga: gastrodermis, Go: gónoda, Me: mesoglea, Ro: ropalio, Su: subumbrella.



**Nota.** Modificado de Barnes (1986).

**Figura 1.23**

*Estructuras y funciones de una escifomedusa.*



### Clase Cubozoa

Marinas, habitan en el Pacífico, en el departamento de Nariño (observación personal, Fig. 1.24) y en Atlántico, Santa Marta departamento del Magdalena (Cedeño-Posso y Lecompte, 2013). La estructura de la medusa es similar a un cubo, de cuyos vértices se desprenden pedalias que dan origen a los tentáculos, y el manubrio y la boca conservan una posición central en interior de la exumbrela; en el borde de la subumbrela se pliega y forma el **velario** (Fig. 1.25). Su celenterón está dividido en cuatro bolsas; con cuatro **ropalias**: sensoriales con estatocisto y ocelo (cuerpo vítreo: con lentes y retinas), lo que les permite seguir los movimientos de los cuerpos próximos y cambios en la intensidad de luz (Gasca y Loman-Ramos, 2014).

Las cubomedusas, tienen un peculiar ciclo biológico (Fig. 1.24), en el cual un **pólipo** se transforma en una única medusa. Todas las especies conocidas son marinas. Las picaduras de algunas especies australianas de gran tamaño son extremadamente virulentas, de efecto muy rápido y, frecuentemente fatales, por ejemplo, la avispa de mar australiana *Chironex fleckeri*. Hasta el momento no existe un antídoto completamente eficaz a sus toxinas.

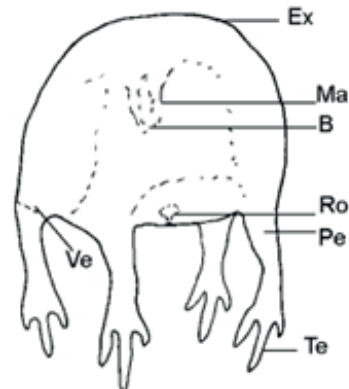
#### Figura 1.24

*Cubomedusa del Pacífico Colombiano.*



#### Figura 1.25

Esquema de la cubomedusa. B: boca, Ex: Exumbrela, Ma: manubrio, Pe: Pedalia, Te: tentáculos, Ve: velario.



En el Caribe colombiano hay varios estudios de cubomedusas entre estos el de Cedeño-Posso y Lecompte (2013), quienes estudiaron las cubomedusas de Santa Marta, registraron las especies: *Chiropsalmus* una especie y *Alatina* dos especies. Castro-Acosta y Teheran-Vega (2020) estudiaron la especie *Chiropsalmus quadrumanus* en la costa del departamento de Córdoba y observaron en ésta cuatro tipos de nematocistos distintos en forma y tamaño.

### Clase Staurozoa

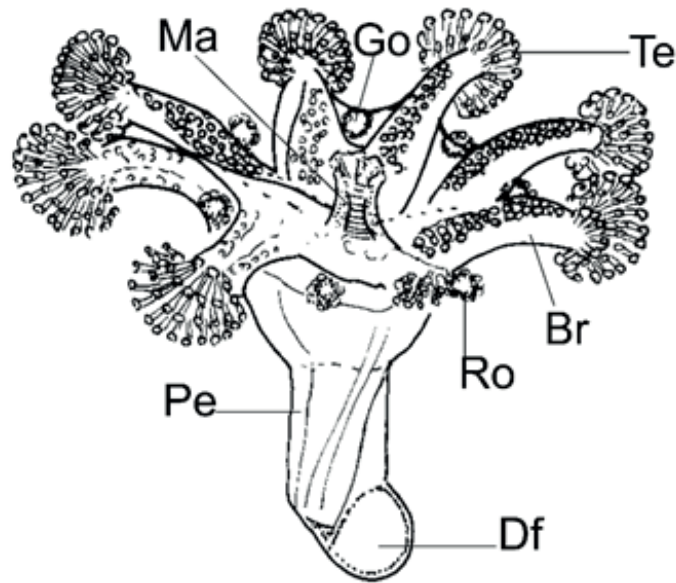
El orden Stauromedusae incluye medusas sésiles pequeñas, marinas (Fig. 1.26), la mayoría de zona templada o polar; algunas de trópico son *Calvadosia hawaiiensis* de Hawái y *C. corbini* con registros en Puerto Rico, Brasil, y México. Se alimentan de anfípodos y copépodos. Presenta una larva plánula, bentónica y sin cilios, posteriormente da origen a un **estauropólipo bentónico** (Fig. 1.27) y finalmente, su parte apical adquiere la forma medusoide, y sus estructuras asociadas: los filamentos gástricos, gó-

nodas y musculatura coronal; la región basal retiene el pedúnculo, el cual se fija a un sustrato: roca, coral gorgonia, pepino de mar, tubos de serpúlidos, barro, arena, algas, pastos marinos o conchas.

El estauopólipo se reproduce asexualmente y la estauomedusa sexualmente (Miranda *et al.*, 2018; Miranda y Mendoza-Becerril, 2019).

**Figura 1.26**

Esquema de una estauomedusa. Br: brazo, Df: disco de fijación, Go: gónodas, Ma: manubrio, Pe: pedúnculo, Ro: ropalio, Te: tentáculos.



**Nota.** Modificado de Miranda y Mendoza-Becerril (2019).

**Clasificación de la clase Scyphozoa**

A continuación se presenta una selección de Órdenes, familias y géneros del Caribe colombiano tomada de Cedeño-Posso (2010).

Orden Coronatae

Atollidae: *Atolla*

Periphyllidae: *Periphyllopsis*

Linuchidae: *Linuche*

Orden Semaestomae

Pelagidae: *Pelagia*

Cyaenidae: *Drymonema* spp.

Ulmaridae: *Aurelia aurita*

Orden Rhizostomeae

Cassiopeidae: *Cassiopea*

Lychnorhizidae: *Lychnorhiza*

Rhizostomatidae: *Rhizostoma*, *Rhophilema*

Stomolophidae: *Stomolophus*

### Clasificación de la clase Cubozoa

Selección de órdenes, familias y géneros del Caribe colombiano tomada de Cedeño-Posso (2010) y Cedeño-Posso y Lecompte (2013).

Orden Chirodropida

Familia Chiropsalmidae: *Chiropsalmus*

Orden Carybdeida

Alatinidae: *Alatina*

Carybdeidae: *Carybdea*

Tamoyidae: *Tamoya*

Tripedaliidae: *Tripedalia*

### Clasificación de la clase Staurozoa

Orden Conulatae extinto

Orden Stauromedusae. Algunas especies de México, según Miranda y Mendoza-Becerril (2019).

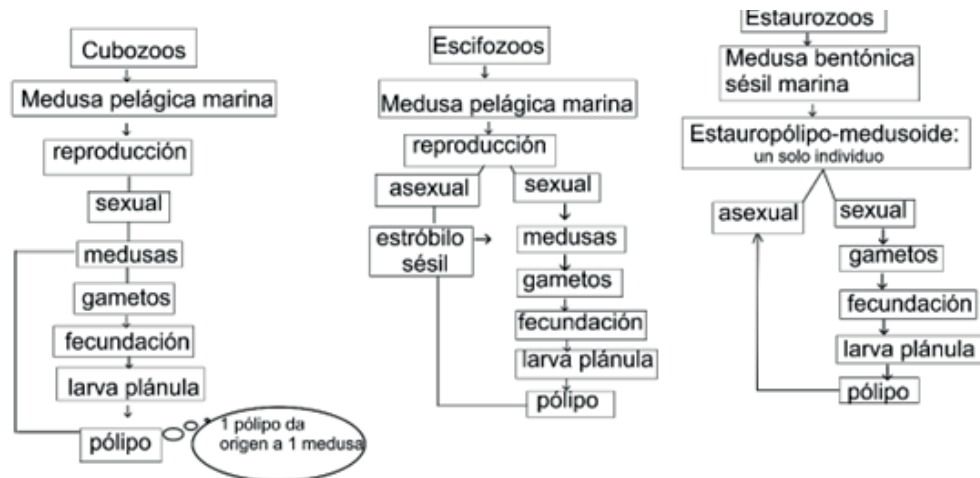
*Lucernaria* sp. (Baja California sur, México)

*Calvadosia corbini* (Golfo de México)

*Manania gwilliami* (Baja California, México)

Figura 1.27

Cnidarios donde predomina la forma medusa, hábitat y diferencias en reproducción.



### Clase Anthozoa

Todos marinos con forma de pólipos, solitarios o coloniales (Figs. 1.28 y 1.29), sin alternancia de generaciones y ausencia de forma medusa. Coloreados y con tentáculos en disposición simétrica alrededor de la boca simula una flor, de allí el nombre de antozoos.

Esta clase está formada por dos subclases: los Hexacorallia (Figs. 1.30-1.32) y los Octocorallia (Figs. 1.33-1.35). En los

Hexacorallia, se incluyen las anémonas de mar (orden Actinaria) y los verdaderos corales o **corales pétreos** (Orden Scleractinia), los tentáculos son numerosos, raramente ramificados y normalmente dispuestos en múltiplo de **seis**. Mientras que, los octocorallarios, que incluye las plumas de mar y los pensamientos de mar (orden Pennatulacea), abanicos de mar, corales córneos y corales blandos (Orden Alcyonacea) tienen **ocho** ten-

táculos o múltiples de ocho y pinados, es decir, con ramas laterales, como una pluma.

**Anémonas de mar** (Figs. 1.28 y 1.29). Las **anémonas** son pólipos solitarios, sin estructura esquelética. Su tamaño varía de 10 a 40 mm, aunque algunos pueden alcanzar más de un metro en el disco oral. Se caracterizan por ser especies muy vistosas con colores exuberantes, habitan en todos los mares, pero son más abundantes y diversas en aguas cálidas. Las hay en aguas profundas, pero también en las costas o sublitorales donde se establecen en grietas o huecos de las rocas.

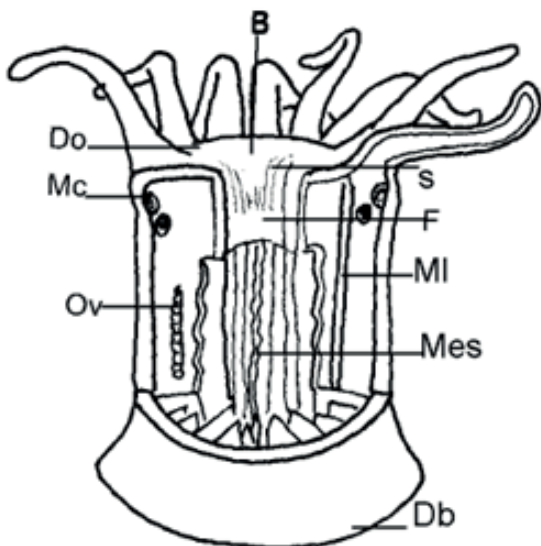
**Figura 1.29**

*Anémona del Pacífico colombiano.*



**Figura 1.28**

*Estructura interna de anémona de mar.*  
*Db: disco basal o pedio, Do: disco oral, F: faringe, Mc: músculo circular, Mes: mesenterio, Ml: músculo longitudinal, Ov: ovario, S: sifonoglifo.*



**Nota.** Modificado de Buchsbaum (1938).

Muchas especies escavan en la arena y algunas son comensales de cangrejos ermitaños y viven fijas a la concha de gasterópodo habitada por el cangrejo.

Las anémonas de mar tienen un cuerpo corto y cilíndrico, con la boca en forma de herradura en la parte superior y rodeada de numerosos tentáculos. El extremo inferior está provisto de un disco basal o pedal aplanado, con el cual se adhiere al sustrato (Figs. 1.28 y 1.29).

A uno o ambos extremos de la boca se presenta un surco ciliado **sifonoglifo** (Fig. 1.28), que facilita la circulación del agua hacia la cavidad gastrovascular. Se alimentan de moluscos, crustáceos, peces y una gran variedad de invertebrados, que atrapan con sus tentáculos ricamente provistos de nematocistos. Presentan boca, faringe aplanada (ectodermo invaginado) y cavidad gastrovascular dividida en **mesenterios** longitudinales radiales, los mesenterios pueden ser, completo cuando está unido tanto a la pared corporal como a la pared de la



faringe; incompleto cuando está unido sólo a la pared corporal.

Los haces de fibras musculares circulares en la gastrodermis columnar están bien desarrollados. En la unión de la columna y el disco oral, las fibras circulares forman un esfínter bien definido en muchas especies para cubrir dicho disco durante la retracción de los tentáculos.

Los sexos están separados, espermatozoides y óvulos son producidos por individuos distintos. Los gametos salen por la abertura bucal y se juntan en el agua, para desarrollar directamente larvas plánulas que se fijan y desarrollan en anémonas adultas (Fig. 1.36).

### **Los corales**

Los pólipos de los verdaderos corales parecen anémonas, pero son generalmente colonias y producen un esqueleto de carbonato de calcio (Figs. 1.30-1.32). Las especies constructoras de arrecifes requieren aguas cálidas y someras, por lo que sólo se encuentran a lo largo de ciertas costas de continentes e islas en regiones tropicales o subtropicales.

Los corales son pólipos diminutos y coloniales. Cada individuo puede ser comparado con una diminuta anémona de unos escasos 3 a 5 mm. Cada pólipo secreta un habitáculo córneo o calcáreo de origen epidérmico. Los individuos de la colonia están unidos por un sistema de conducto, o **cenosarco**, como en el caso de la *Obelia*, lo que les permite compartir los alimentos que cada uno captura con los tentáculos.

La epidermis secreta carbonato de calcio, que forma el esqueleto dentro del cual queda fijo el pólipo. Los corales co-

loniales están conectados lateralmente (esclerotabiques) y no **aboral** como los hidroides. En la figura 1.36 se resume la forma de reproducción de los corales.

### **Figura 1.30**

*Corales pétreos o escleractinios del Mar Caribe.*



### **Figura 1.31**

*Coral cerebro ondulado Meandrina meandrina del Mar Caribe.*



**Figura 1.32**

Coral cuerno de ciervo o cuerno de venado *Acropora cervicornis* del Mar Caribe.



**Figura 1.35**

Coral blando. Pensamiento de mar: *Renilla reniformis*, del Pacífico Neotropical.



**Figura 1.33**

Abanico común *Gorgonia ventalina* del Mar Caribe.



**Figura 1.34**

Varilla de mar *Gorgonia Plexuosa flexuosa* del Mar Caribe.

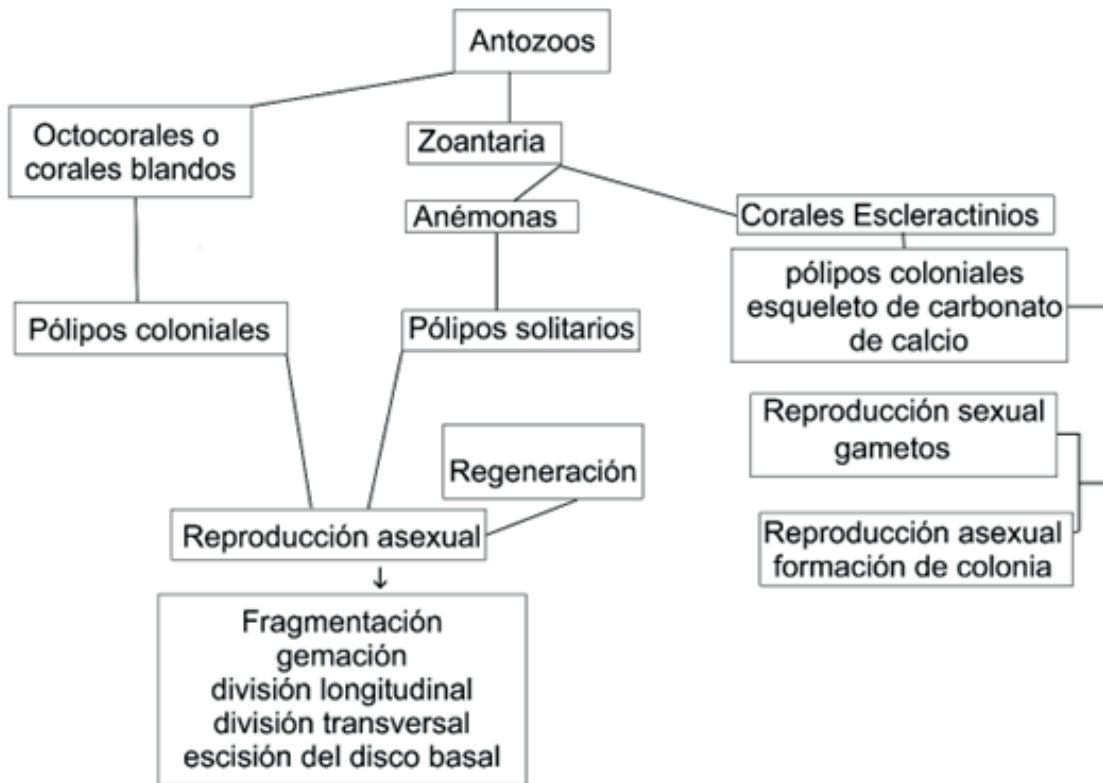


**Octocorales o corales blandos** (Figs. 1.33-1.35).

Los octocorales son todos **coloniales**, con la colonia soportada por un esqueleto calcáreo o córneo. Disponen de formas variadas y los nombres comunes algunas veces reflejan los patrones de crecimiento. Hay algunas especies que se distribuyen hasta regiones templadas o incluso polares, los octocorales son más abundantes en las zonas tropicales y alcanzan su mayor diversidad en el océano Indo-Pacífico. Aparecen principalmente en aguas costeras poco profundas, aunque algunos abanicos de mar y corales blandos se han encontrado a profundidades mayores de 3.000 metros. La reproducción se incluye en la figura 1.36.

**Figura 1.36**

*Antozoos, forma predominante y reproducción.*



### **Clasificación de la clase Anthozoa**

#### **Subclase Hexacorallia**

Orden Antipatharia. "Esqueleto negro" *Antipathella*, *Antipathes*.

Orden Actinaria Anémonas de mar (Fig. 1.29). *Metridium* (costa del Atlántico) *Edwardsia* (4 mm diámetro), *Alicia mirabilis* (venenosa), *Heteractis crista*.

Orden Corallimorpharia. *Corallimorphus*, *Corynactis*.

Orden Scleractinia Coral cerebro ondulado *Meandrina meandrina* (Fig. 1.31), *Fungia*, *Acropora cervicornis* (coral cuerno de ciervo o cuerno de venado, Fig. 1.32). Algunos asociados con algas zooxantelas se les conoce como corales hermatípicos, los que no presentan esta asociación se

denominan ahermatípicos.

Orden Zoantharia *Hydrozoanthus* sp.

#### **Subclase Ceriantharia**

*Isarachnanthus* sp. *Botruanthus* sp.

#### **Subclase Octocorallia (corales blandos)**

Orden Alcyonacea *Gorgonia* (abanico de mar, Fig. 1.33); *Corallium* (coral rojo precioso), *Plexaura flexuosa* (varilla de mar, Fig. 1.34), *Alcyonium*, *Gersemia*.

Orden Helioporacea *Heliophora coerulea*

Orden Pennatulacea Plumas de mar, *Rennilla* (pensamiento de mar, Fig. 1.35).

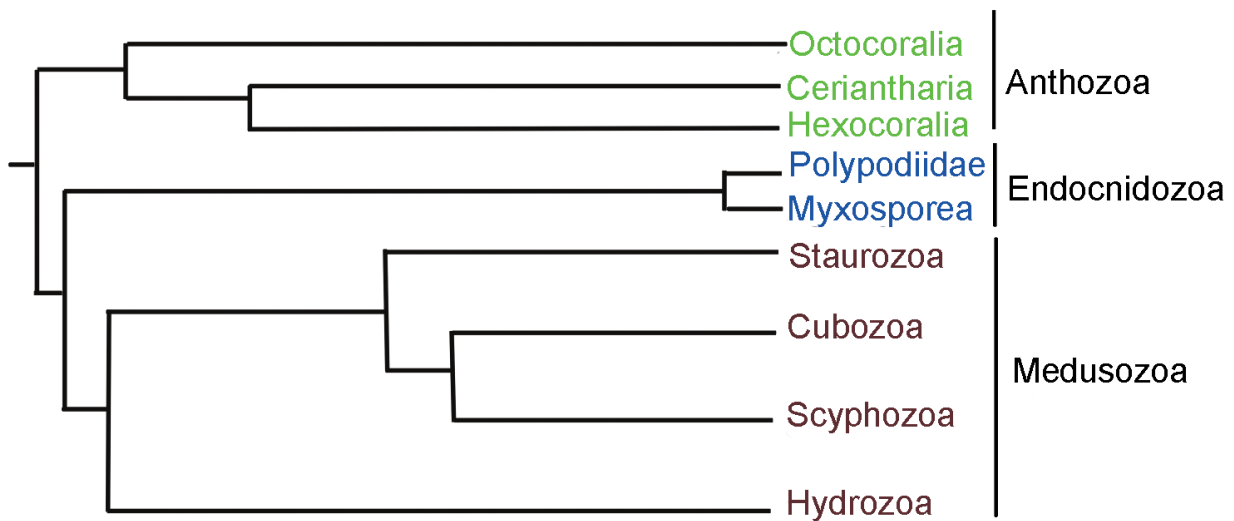
Orden Stolonifera *Tubipora* (órgano de mar)

### **Filogenia de los cnidarios**

Kayal *et al.* (2017) propusieron la filogenia de Cnidaria con base en datos moleculares (Fig. 1.37) y formularon una hipótesis sobre la evolución del filo a partir de un ancestro pólipo solitario, no simbiótico hace más de 600 millones de años (ver Anexo 1). A posteriori surgió la formación de colonias, el estado de medusa; y con múltiples orígenes independientes la simbiosis. Staurozoa se propone de origen de medusa con pérdida posterior de esta etapa.

**Figura 1.37**

*Filogenia de los Cnidarios.*



**Nota.** Modificada de Kayal *et al.* (2017).

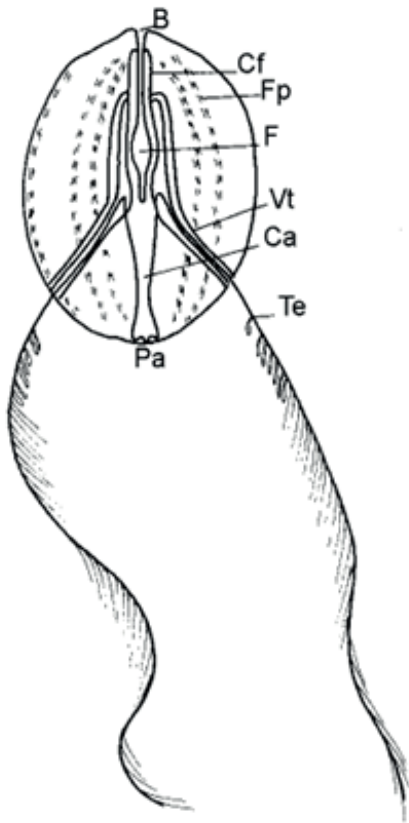
## 1.5 Ctenóforos “medusas peine”

### Competencia:

- Detecta las semejanzas y diferencias y entre los cnidarios y los ctenóforos.

### Figura 1.38

Esquema de un ctenóforo, *Pleurobraquia*. B: boca, Ca: conducto aboral, Cf: conducto faríngeo, F: faringe, Fp: fila de peines, Pa: poro anal, Te: tentáculo, Vt: vaina tentacular.



**Nota.** Modificado de Banes (1986).

### Características generales y estructurales (Figs. 1.38 y 1.39)

Habitan en todos los océanos, la mayoría de especies **pelágicas**, ninguna colonial, sin esqueleto.

Animales con simetría birradial, acelomados, protostomados, con cavidad

gastrovascular que forma un sistema de conductos, con abertura oral y **poro anal** por donde salen los desechos (Figs. 1.38 y 1.39). Presentan epidermis externa sin nematocistos, salvo en una especie, *Haeckelia rubra*; mesoglea gelatinosa, gruesa con fibras y amebocitos derivados del ectodermo con células musculares lisas.

Son transparentes e incoloros, excepto por tintes rojizos, pardos o amarillos en los tentáculos y en los puentes estomodeicos. *Cestum* con tinte violeta y cuando se le irrita muestra fluorescencia azul o verde azul. *Beroë* presenta coloración rosada.

Las estructuras y funciones de los ctenóforos se presentan en la figura 1.39. Células del tejido epitelial con uniones septadas y gap y membranas basales; sinapsis con neurotransmisor acetilcolina (Maldonado, 2011).

*Beroë abyssicola*, depredador del Pacífico Norte, presenta una red neuronal subepitelial que cubre todo el cuerpo, con tres tipos de neuronas en la mesoglea y cinco tipos de receptores (Norekian y Moroz, 2019).

Los ctenóforos comparten dos subsistemas neuronales: la red poligonal subepitelial y los elementos de la mesoglea. Sin embargo, cada especie ha desarrollado innovaciones en los sistemas neuronales, musculares y en los receptores, por ejemplo, en *Euplokamis* ha desarrollado entre otras innovaciones, nervios en los tentáculos con axones gigantes, los cuales son coordinados por el órgano sensorial aboral, y le permiten el escape rápido (Norekian y Moroz, 2020).

Los ctenóforos presentan características únicas dentro de los metazoos, relacionadas con el genoma mitocondrial como son los marcos de lectura (ORF) sin función conocida o marcos de lectura no identificados (URF), al parecer codifican proteínas de transporte transmembrana (Schultz *et al.*, 2020).

A la clase Tentaculata, pertenece *Pleurobrachia*, esférica u ovoide (Fig. 1.39). Cuerpo dividido en dos hemisferios, poro oral o boca, poro aboral con estocisto. Cuerpo dividido en secciones iguales por ocho bandas ciliadas: filas de peines (ciliadas) que proporcionan capacidad locomotora. De cada lado del hemisferio aboral se halla suspendido un largo tentáculo ramificado, que sale de un conducto epidérmico bolsa o vaina tentacular. Estos tentáculos contráctiles presentan en la epidermis células adhesivas **coloblastos**: con forma de pera, con el extremo anterior fijo al mesénquima del tentáculo y conectado mediante una sinapsis a una célula nerviosa.

Los Cestídeos están representados por el género *Cestum veneris* (Cinta de venus),

ctenóforo cintiforme que a veces alcanza una longitud de 1 a 5 m.

Los Beroideos, están representados por el género *Beröe*, tiene forma de cilindro, con un extremo redondeado que lleva el órgano sensorial, mientras que el otro extremo aparece truncado y está ocupado por entero por una boca grande. Debido a la carencia de tentáculos y al buen desarrollo del estomodeo, los beroideos son separados del resto de los Ctenóforos como único orden de la clase Nuda.

### **Clasificación del filo Ctenophora**

#### **Clase Tentaculata**

Orden Cestida *Cestum, Velamen*

Orden Cydippida *Pleurobrachia*

Orden Lobata *Mnemiopsis*

Orden Platyctenea *Ctenoplana*

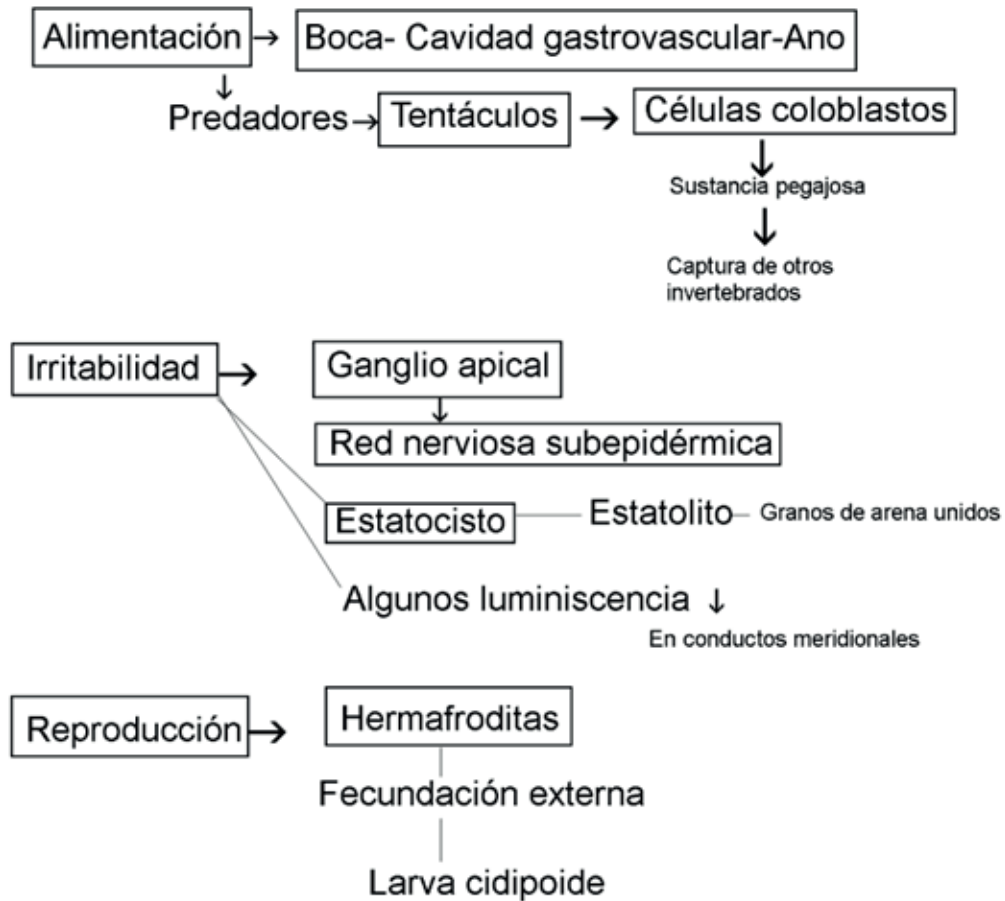
Orden Thalassocalycida *Thalassocalyce*

#### **Clase Nuda**

Orden Beroida *Beröe*

**Figura 1.39**

Estructuras y funciones de un ctenóforo.

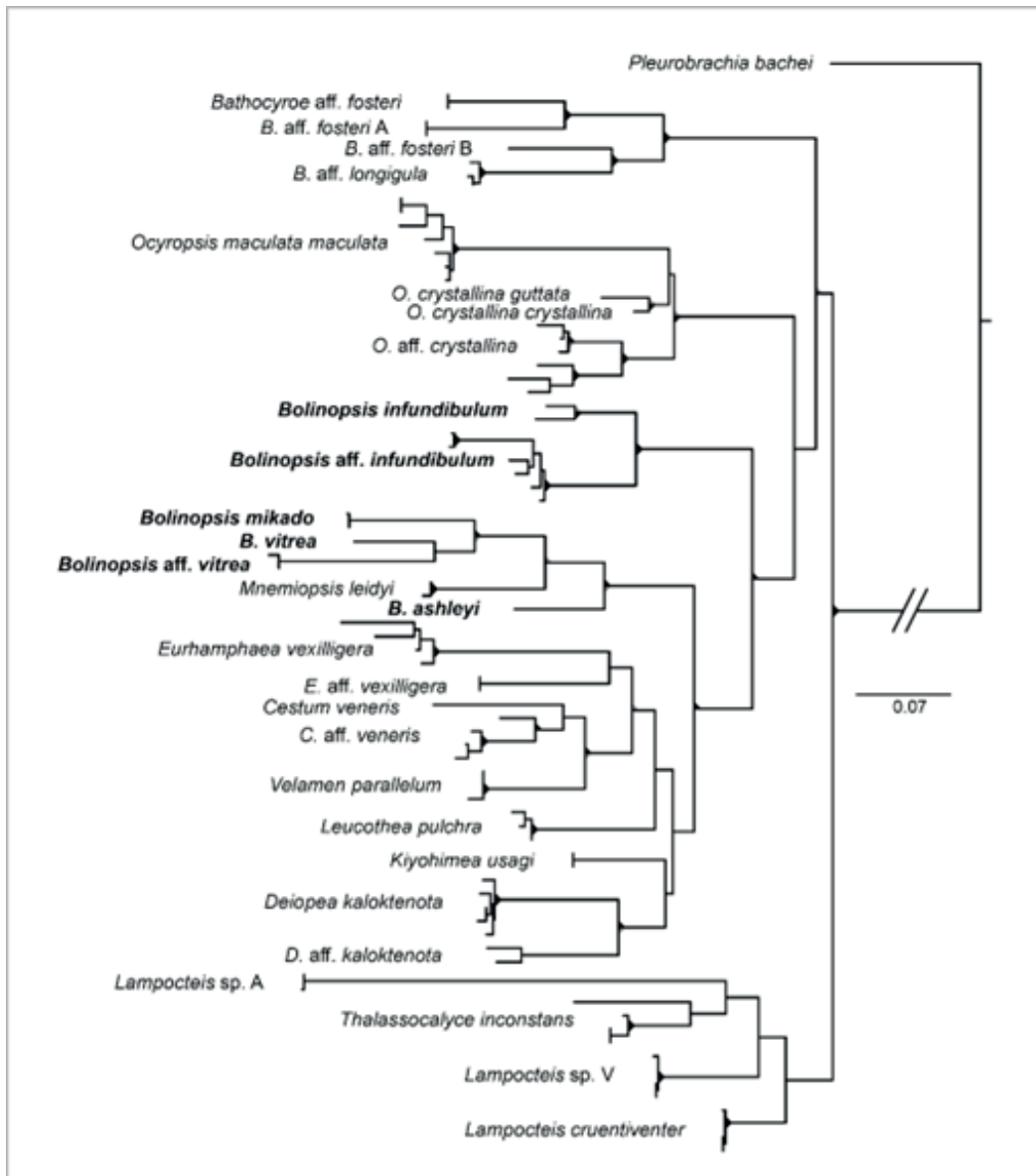


### **Filogenia de los Ctenophora**

Los ctenóforos cuentan con 200 especies descritas, habitan en todos los océanos desde aguas superficiales hasta profundidades alcanzando los 7000 m. Christianson *et al.* (2021) propusieron una filogenia basados en el gen mitocondrial COI, ampliaron las secuencias de 174 individuos de 67 especies (Fig. 1.40). Varios géneros fueron polifiléticos v. g. *Bolinopsis*, *B. mikado*, *B. vitrea*, *B. aff. vitrea* y *B. ashleyi* formaron un clado soportado con *Mnemiopsis leidyi*.

**Figura 1.40**

Filogenia de los ctenóforos basada en el gen mitocondrial COI.



**Nota.** Redibujada de Christianson *et al.* (2021).



## ***Sabías que***

---

Hay medusas luminiscentes como *Pelagia noctiluca* (ver Marambio *et al.*, 2018).

La medusa escifozoa del género *Cyanea*, puede tener hasta cuatro metros de diámetro y tentáculos de 30 m de largo (Villem, 1994).

La diversidad de venenos producidos por los ceriántidos (hexacorales), en su mayoría son proteicos y están asociados a 525 genes que transcriben toxinas principalmente hemostáticas y hemorrágicas, en cuatro especies (Klumpen *et al.*, 2020).

El área coralina más grande del mundo está en frente del Estado de Queensland (Australia), con un rango de 2600 Km; fue declarado por la Unesco como Patrimonio de la Humanidad y es considerado como uno de los ecosistemas más diversos.

Colombia celebra el “día Nacional de los Arrecifes de Coral” el 4 de diciembre, desde el 2008. El Caribe colombiano presenta un área de arrecife: 2860 km<sup>2</sup> y 15 km<sup>2</sup> en el Pacífico (Gorgona, Malpelo, Utría y punta Tebada); el 77% se encuentra en el Archipiélago de San Andrés, Providencia y Santa Catalina ([www.minambiente.gov.co](http://www.minambiente.gov.co)).

Los corales pueden enfermar y morir (CONAPI 2019).

Las esponjas producen compuestos bioactivos como saponinas esteroidales con efecto contra líneas celulares de carcinoma humano y sobre parásitos protozoarios (Regalado *et al.*, 2010).

Los ctenóforos son depredadores de huevos y larvas de peces y a su vez son presa de peces, medusas y otros ctenóforos (Leoni *et al.*, 2014).

El coral de arrecife *Porites astreoides* al ser trasplantado a otro ambiente, y luego de un año, comparte patrones de metilación de ADN heredados, en respuesta del organismo al cambio ambiental (Dimond y Roberts, 2020).

La neurogénesis en metazoos está regulada por familias de genes ASC (ASCa, ASCb, ASCc); al parecer evolucionaron a partir de la duplicación de genes ASC ancestrales (Wang *et al.*, 2020).

La simbiosis coral-algas conlleva a una expresión génica regulada para el transporte de aminoácidos, azúcares y lípidos por parte del coral hospedador (Yoshioka *et al.*, 2020).

Influencia de las corrientes bentónicas en los hábitats de corales de agua fría, son predictores de respuestas ante el cambio climático (Lim *et al.*, 2020).

Los genes Hox son característicos de los Bilateria, no están presentes en los Porifera, Ctenophora y Placozoa (Gasirowski y Hejnal 2019).

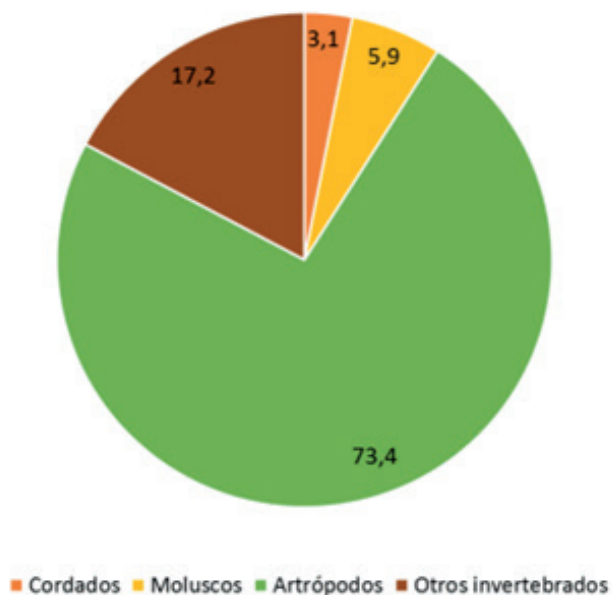
El litoral de la Isla de San Andrés data del Pleistoceno y cerca de allí, en un cenote, se encuentra la esponja calcárea *Ceratoperella nicholsoni*, a 60 m de profundidad, y probablemente sea de la misma edad de la formación del litoral (Bustamante, 2021).

## Ejercicio Metazoos

1. ¿Cuáles son las características que definen los metazoos?
2. ¿Cuáles son las características que definen la segmentación y la gastrulación?
3. Según la filogenia de los metazoos de Giribet y Edgecombe (2020) explique cuáles características embrionarias se tienen en cuenta para la construcción de esta filogenia.
4. Llene la siguiente tabla

		<i>Segmentación</i>	<i>Capas</i>	<i>Protostomado/</i>
	<i>No Bilateria / Bilateria</i>	<i>espiral/radial</i>	<i>embrionarias</i>	<i>deuterostomado</i>
<i>Porífero</i>				
<i>Cnidario</i>				
<i>Platelminto</i>				
<i>Nemátodo</i>				
<i>Artrópodo</i>				
<i>Equinodermo</i>				
<i>Humano</i>				

5. En la gráfica se indica el porcentaje de especies de algunos filos del reino animal. Con base en este, contesta las preguntas



- a. ¿Cuál es el filo que cuenta con el mayor número de especies?
- b. Según la respuesta anterior, corresponde a vertebrados o invertebrados, ¿Cuál es el porcentaje de especies de invertebrados del reino animal vs. las de vertebrados?
- c. ¿El filo de los cordados cuántas y cuáles clases presenta?

## ***Ejercicio Poríferos***

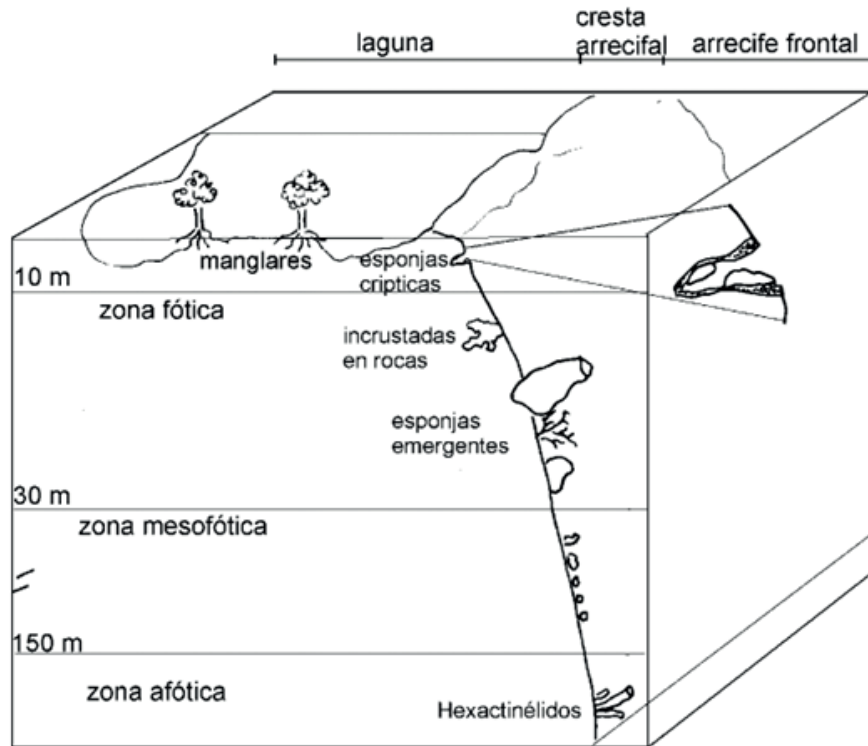
---

1. ¿Qué es totipotente?
2. ¿Qué estructuras forman el esqueleto de las esponjas? ¿De dónde se originan? ¿Dónde se ubican?
3. Dibuje un coanoflagelado y un coanocito, señale las partes y explique similitud
4. Llene la tabla teniendo en cuenta la organización de las esponjas

	<i>Asconoide</i>	<i>Siconoide</i>	<i>Leuconoide</i>
<i>Tamaño</i>			
<i>Desarrollo de espongocele o atrio</i>			
<i>Plegamiento del pinacodermo</i>			

5. ¿Cómo se reproducen las esponjas?
6. ¿Cuál es la importancia de las esponjas?
7. ¿Cuáles son los criterios taxonómicos para clasificar las esponjas?

8. Las esponjas en un ecosistema de arrecife de coral del Caribe, con su distribución horizontal y vertical según su profundidad en el mar, se indican en la siguiente figura, modificada de Pawlik y McMurray (2020).



- ¿Con base en la figura anterior qué comunidades distingues en este ecosistema?
- Describe los diferentes hábitats de las esponjas
- Describe cómo se distribuyen las esponjas según la profundidad. ¿Qué grupo se halla a una profundidad mayor a 150 m y a qué parte del arrecife pertenece?
- ¿En cuál profundidad hay mayor diversidad, ¿por qué?

9. Animales tales como la estrella de mar y el pez ángel son espongióvoros, Wulff (2020) registró los siguientes porcentajes de especies consumidas, por estos dos animales, en tres ecosistemas. La estrella de mar vive en pastos marinos y el pez ángel en los arrecifes de coral.

Ecosistema	Estrella de mar	Pez ángel
	Especies de poríferos %	
Pastos marinos	9	29
Arrecifes de coral	70	13
Manglares	78	63

- a. Con base en los datos anteriores existe alguna relación entre el hábitat de las especies espongióvoras y el porcentaje de especies de poríferos consumidos.
- b. ¿Cuál es el hábitat preferido de las estrellas de mar para alimentarse de poríferos?
- c. ¿Cuál es el hábitat preferido del pez ángel para alimentarse de poríferos?
- d. ¿Son iguales las preferencias de las dos especies espongióvoras?
- e. ¿Qué podemos concluir sobre las dos especies de espongióvoros y sus relaciones de acceso y apetencia por los poríferos?

### ***Ejercicio cnidarios y ctenóforos***

---

1. ¿Cuál es la similitud entre: Coanoflagelado, Placozoo y Porifera?
2. Relacione simetría de cnidarios con acomodación en el hábitat y alimentación
3. ¿Cómo se llaman las células urticantes de los cnidarios? ¿Cómo pueden ser? ¿Cuál es la ventaja para este grupo de animales de disponer de estas células? Elabore un dibujo de este tipo de célula
4. Llene la siguiente tabla, teniendo en cuenta las características distintivas de cada clase.

	<i>Hydrozoa</i>	<i>Scyphozoa</i>	<i>Cubozoa</i>	<i>Staurozoa</i>	<i>Anthozoa</i>
<i>Forma dominante</i>					
<i>Hábitat</i>					
<i>Solitario/colonial</i>					
<i>Pelágico/sésil</i>					

5. Haga un esquema con sus respectivos nombres de una hidromedusa, fragata portuguesa, medusa escifozoaria, cubomedusa y estauromedusa.
6. Haga un esquema comparativo entre pólipos: hidra y anémona
7. ¿Qué material constituye los corales pétreos?

8. ¿Cuál es la importancia de los arrecifes coralinos? Escriba dos párrafos donde describa la importancia de estos ecosistemas.
9. ¿En Colombia dónde hay corales?
10. ¿Cuál es la forma ancestral de los cnidarios?
11. ¿Los estaurozoos por qué se consideran dentro del grupo medusozoa?
12. ¿Los hidrozoos con cuál clado se realacionan, por qué?
13. ¿Qué son los coloblastos y dónde se ubican?
14. Establezca un paralelo de semejanzas y diferencias entre Cnidarios y Ctenóforos.

<i>Característica</i>	<i>Cnidarios</i>	<i>Ctenóforos</i>
<i>Forma</i>		
<i>Hábitat</i>		
<i>sésiles/pelágicos</i>		
<i>disposición de tentáculos</i>		
<i>cnidoblastos/coloblastos</i>		
<i>abertura oral/poro anal</i>		
<i>hermafroditas/dioicos</i>		
<i>larva plánula/cidipoide</i>		



## Lecturas recomendadas

- Desarrollo de las tres capas embrionarias de *C. elegans* y control genético para asegurar su destino celular y morfogénesis (Wang *et al.*, 2019)
- Embrión de la araña y genes clave para la señalización y dinámica de la segmentación (Akiyama-Oda y Oda, 2020)
- La estructura de las comunidades de esponjas marinas y su relación con la sedimentación, el sustrato y la profundidad (Araya-Vargas *et al.*, 2020)
- En Cnidarios el tipo de gastrulación depende de la plasticidad y los rasgos individuales de las especies (Kraus y Markov, 2017)
- Genoma de *Trichoplax adherens* (Srivastava *et al.*, 2008)
- Guía de corales y peces (Greenberg, 1992)
- Animales marinos venenosos del Caribe (Lira *et al.*, 1989)
- Identificación de invertebrados marinos de Colombia (Reyes y Santodomingo, 2002)
- Especies de corales de Colombia amenazadas (Ardila *et al.*, 2002)
- Hidromedusas del Pacífico Colombiano (Baldrich y López, 2010)
- Medusas del departamento del Atlántico, Colombia (Durán-Fuentes *et al.*, 2018)
- Anemonas del Parque Tayrona (Santa Marta, Magdalena, Colombia) (Barrios-Suárez *et al.*, 2002)
- Anthozoa del Caribe colombiano (Acosta *et al.*, 2005)
- Medusas y Ctenoforos de la Patagonia Argentina (Schiariti *et al.*, 2015)
- Protección de arrecifes de coral a nivel mundial (Bowdery *et al.*, 2015)
- Anémonas de un arrecife coralino en el Golfo de México (De La Cruz-Francisco y González-Muñoz, 2019)
- Familias de genes asociadas a proteínas venenosas en Cnidarios (Ohdera *et al.*, 2019)
- Biodiversidad de la meiofauna (protistas, hongos, invertebrados pequeños) considerada como indicador de cambio climático en el Ártico (Leasi *et al.*, 2020).

## Bibliografía

- Acosta, A., Casas, M., Vargas, C. A. y Camacho J. E. (2005). Lista de Zoantharia (Cnidaria: Anthozoa) del Caribe y de Colombia. *Biota Colombiana*, 6(2), 147-162.
- Akiyama-Oda, Y. y Oda, H. (2020). Hedgehog signaling controls segmentation dynamics and diversity via *msx1* in a spider embryo. *Science Advances*, 6(37), eaba7261. <https://doi.org/10.1126/sciadv.aba7261>
- Andrikou, C., Passamanek, Y. J., Lowe, C. J., Martindale, M. Q. y Hejnol, A. (2019). Molecular patterning during the development of *Phoronopsis harmeri* reveals similarities to rhynchonelliform brachiopods. *EvoDevo*, 10(33), 1-15. <https://doi.org/10.1186/s13227-019-0146-1>
- Araya-Vargas, A., Busutil, L., García-Rojas, A., Pereira Chavés, J. M. y Piedra-Castro, L. (2020). Evaluación de la estructura comunitaria de las esponjas marinas en parches arrecifales del Caribe sur, Costa Rica. *Boletín de Investigaciones Marinas y Costeras*, 49(1), 39-62.
- Ardila, N. E., Navas, G. R. y Reyes, J. O. (Eds.). (2002). Libro rojo de invertebrados marinos de Colombia. INVEMAR. Bogotá, Colombia. Ministerio de Medio Ambiente. La serie Libros Rojos de Especies Amenazadas de Colombia.
- Balavoine, G. (1998). Are Platyhelminthes coelomates without a coelom? An argument based on the evolution of Hox genes. *American Zoologist*, 38(6), 843-858. <https://doi.org/10.1093/icb/38.6.843>
- Baldrich, A. M. y López, R. H. (2010). Hidromedusas mesozoo planctónicas del Océano Pacífico colombiano. *Biota Colombiana*, 11(1 y 2), 3-12.
- Barnes, R. D. (1986). Zoología de los invertebrados. México. Interamericana.
- Barrios-Suárez, L. M., Reyes, J. O., Navas, G. R. y García, C. B. (2002). Distribución de las anémonas (Anthozoa: Actinidaria y Corallimorpharia) en el área de Santa Marta, Caribe colombiano. *Ciencias Marinas*, 28(1), 37-48.
- Berben, A., Güette, C., Valencia, D., Polo, F., Gonzalez, J. A., Jiménez, J., Fernández, L., Barragán, M. F., González, S. y De la Rosa, Y. (2014). Animales marinos venenosos. *InfoZoa Botetín de Zoología*, 5, 1-14.
- Bowdery, C., Rodríguez, H., Speights E. y Yeh, S. (2015). Guía de buenas prácticas de regulación para la protección de arrecifes de coral. USA. Asociación Interamericana para la Defensa del Ambiente (AIDA).
- Brandl, S. J., Rasher, D., Côté, I. M., Casey, J. M., Darling, E., Lefcheck, J. S. y Duffy, J. E. (2019). Coral reef ecosystem functioning: eight core processes and the role of biodiversity. *Frontiers in Ecology and the Environmental*, 17(8), 445-454. <https://doi.org/10.1002/fee.2088>
- Brusca, R. C. y Brusca, G. J. (2005). Invertebrados (2.ª ed.). México. McGraw-Hill-Interamericana.
- Buchsbaum, R. (1938). Animals without backbones. An introduction to the invertebrates. The University of Chicago.
- Bustamante, H. N. (2021, 26 de abril). El animal más viejo de Colombia se esconde en San Andrés. *El Tiempo*. <https://www.eltiempo.com/vida/ciencia/el-animal-mas-viejo-de-colombia-colombia-subterranea-326338>

- Bustos Ordoñez, S., Vega Sequeda, J. C. y Sanjuan Muñoz, A. (2014). Biodiversidad de corales en los Cayos del Norte del Archipiélago de San Andrés, Providencia y Santa Catalina. Asociación Colombiana de Zoología. La biodiversidad sensible: patrimonio natural irremplazable. IV Congreso Colombiano de Zoología. Libro de resúmenes. <https://www.congreso-colombianodezoologia.org/www.aczcolombia-org>
- Cabiles, M. M., Lira, B. C. y Janairo, J. I. (2021). Green fluorescent protein-mediated biomineralization of silver microparticles. *Orbital*, 13(1), 85-89. <https://doi.org/10.17807/orbital.v13i1.1574>
- Carballo, J. L., Gómez, P., Cruz-Barraza, J. A. (2014). Biodiversidad de Porifera en México. *Revista Mexicana de Biodiversidad*, 85, 143-153. <https://doi.org/10.7550/rmb.32074>
- Carmona, R., Barrena, S., López Gambero, A. J., Rojas, A. y Muñoz-Chápuli, R. (2020). Epicardial cell lineages and the origin of the coronary endothelium. *The FASEB Journal*, 34(4), 5223-5239. <https://doi.org/10.1096/fj.201902249RR>
- Castro-Acosta, G. y Teheran-Vega, I. (2020). Diversidad poblacional, morfometría y descripción de nematocistos de *Chiropsalmus quadumanus* (Müller, 1859) (Cnidaria: Cubozoa), sur del Golfo de Morrosquillo, Caribe Colombiano. (Trabajo de grado, Universidad de Córdoba, Facultad de Ciencias Básicas, Programa de Biología), Montería, Córdoba.
- Cedeño-Posso, C. (2010). Composición preliminar de las medusas (Cnidaria: Cubozoa y Scyphozoa) de las aguas superficiales costeras de la región de Santa Marta. (Trabajo de grado, Fundación Universidad de Bogotá Jorge Tadeo Lozano, Facultad de Ciencias Naturales, Programa de Biología Marina). Santa Marta, Colombia.
- Cedeño-Posso, C. y Lecompte, O. (2013). Cubomedusas (Cnidaria: Cubozoa) del Mar Caribe Colombiano. *Acta Biológica Colombiana*, 18(1), 205-210.
- Cerrano, C., Arillo, A., Bavestrello, G., Calcinai, B., Cattaneo-Vietti, R., Penna, A., Sarà, M. y Totti, C. (2000). Diatom invasion in the Antarctic hexactinellid sponge *Scolymastra joubini*. *Polar Biology*, 23(6), 441-444. <https://doi.org/10.1007/s003000050466>
- Christianson, L., Johnson, S.B., Schultz, D. y Haddock, S. (2021). Hidden diversity of Ctenophora revealed by new mitochondrial COI primers and sequences. *Molecular Ecology Resources*, 22(1), 283-294. <https://doi.org/10.1111/1755-0998.13459>
- Chudakov, D., Matz, M. V., Lukyanov, S. y Lukyanov, K. (2010). Fluorescent proteins and their applications in imaging living cells and tissues. *Physiological Reviews*, 90(3), 1103-1163. <https://doi.org/10.1152/physrev.00038.2009>
- Cleuren, Y. N., Ewe, C. K., Chipman, K. C., Mears, E. R., Wood, C. G., Al-Alami, C. E. A., Alcorn, M. R., Turner, T. L., Joshi, P. M., Snell, R. G. y Rothman, J. H. (2019). Extensive intraspecies cryptic variation in an ancient embryonic gene regulatory network. *eLife*, 8, e:48220. <https://doi.org/10.7554/eLife.48220.002>
- Comisión Nacional de Áreas Naturales Protegidas (CONAPI). (2019). Plan de Acción del Síndrome Blanco en Arrecifes del Caribe Mexicano. Proyecto Manejo Integrado "de la Cuenca al Arrecife" de la Ecorregión del Arrecife Mesoamericano-MAR2R/CCAD.

- D'Ambra, I. y Lauritano, C. (2020). A review of toxins from Cnidaria. *Marine Drugs*, 18, 507. <https://doi.org/10.3390/md18100507>
- De Asis, J. E. y Christoffersen, M. L. (2020). Character investigation and homology, with a brief discussion on the phylogenetic relationships of Annelida and Polychaeta within Metazoa. *Brazilian Journal of Biological Sciences*, 7(16), 119-147. [https://doi.org/10.21472/bjbs\(2020\)071601](https://doi.org/10.21472/bjbs(2020)071601)
- De La Cruz-Francisco, V. y González-Muñoz, R. (2019). Las Anémonas Marinas de los Sistemas Arrecifales de Veracruz. En A. Granados-Barba, L. Ortiz-Lozano, C. González-Gándara y D. Salas-Monreal (Eds.). *Estudios Científicos en el Corredor Arrecifal del Suroeste del Golfo de México*. (pp. 139-156). México, Universidad Autónoma de Campeche. <https://doi.org/10.26359/epomex0319>
- Dimond, J. L. y Roberts, S. B. (2020). Convergence of DNA methylation profiles of the reef coral *Porites astreoides* in a novel environment. *Frontiers in Marine Science*, 6 (792), 1-12. <https://doi.org/10.3389/fmars.2019.00792>
- Dou, J., Vorobieva, A. A., Sheffler, W., Doyle, L., Park, H., Bick, M. J., Mao, B., Foight, G. W., Lee, M. Y, Gagnon, L. A., Carter, L., Sankaran, B., Ovchinnikov, S., Marcos, E., Huang, P. S., Vaughan, J. C., Stoddard, B. L. y Baker, D. (2018). De novo design of a fluorescence-activating  $\beta$ -barrel. *Nature*, 561, 485-491. <https://doi.org/10.1038/s41586-018-0509-0>
- Durán-Fuentes, J., García-C. A., Osorio-M. C. y Cedeño-Posso, C. (2018). Aporte al conocimiento de las medusas (Cnidaria: Medusozoa) en el departamento del Atlántico, Colombia. *Revista de la Academia Colombiana de Ciencias Exactas Físicas y Naturales*, 42(162), 49-57. <https://doi.org/10.18257/raccefyn.520>
- El-Naggar, H. A. (2020). Human Impacts on Coral Reef Ecosystem. In E. R. Rhodes, y H. Naser (Eds.), *Natural Resources Management and Biological Sciences* (pp. 91-107). IntechOpen. <https://doi.org/10.5772/intechopen.88841>
- Eurmsirilerd, E. y Maduro, M. F. (2020). Evolution of Developmental GATA factors in Nematodes. *Journal of Developmental Biology*, 8(27), 1-21. <https://doi.org/10.3390/jdb8040027>
- Federwisch, L., Janussen, D. y Richter, C. (2020). Macroscopic characteristics facilitate identification of common Antarctic glass sponges (Porifera, Hexactinellida, Rossellidae). *Polar Biology*, 43, 91-110. <https://doi.org/10.1007/s00300-019-02612-2>
- Feinberg, S., Roure, A., Piron, J. y Darras, S. (2019). Antero-posterior ectoderm patterning by canonical Wnt signaling during ascidian development. *Plos Genetics*, 15(3), e1008054. <https://doi.org/10.1371/journal.pgen.1008054>
- Fernández, R. y Gabaldón, T. (2020). Gene gain and loss across the metazoan tree of life. *Nature Ecology y Evolution*, 4(4), 524-533. <https://doi.org/10.1038/s41559-019-1069-x>
- Ferretti, L., Krämer-Elis, A. y Schiffer, P. H. (2020). Conserved patterns in developmental processes and phases, rather than genes, unite the highly divergent bilateria. *Life*, 10, 182. <https://doi.org/10.3390/life10090182>
- Fields, C., Bischof, J. y Levin, M. (2020). Morphological coordination: A common ancestral function unifying neural and non-neural signaling. *Physiology*,

35, 16-30. <https://doi.org/10.1152/physiol.00027.2019>

Fincher, C.T., Wurtzel, O., De Hoog, T., Kravarik, K. M. y Reddien, P. W. (2018). Cell type transcriptome atlas for the planarian *Schmidtea mediterranea*. *Science*, 360(6391), eaaq1736. <https://doi.org/10.1126/science.aaq1736>

Foo, S. A., Liddell, L., Grossman, A. y Caldeira, K. (2020). Photo-movement in the sea anemone *Aiptasia* influenced by light quality and symbiotic association. *Coral Reefs*, 39, 47-54. <https://doi.org/10.1007/s00338-019-01866-w>

Food and Agriculture Organization of the United Nations (FAO) (2017). Sponges and their role in the marine environment. <https://Fao.org/3/i7775e.pdf>

Gasca, R. y Loman-Ramos, L. (2014). Biodiversidad de Medusozoa (Cubozoa, Scyphozoa e Hydrozoa) en México. *Revista Mexicana de Biodiversidad*, 85, 154-163.

Gasiorowski, L. y Hejnol, A. (2019). Hox gene expression in postmetamorphic juveniles of the brachiopod *Terebratalia transversa*. *EvoDevo*, 10, 1. <https://doi.org/10.1186/s13227-020-0148-z>

Giribet, G. y Edgecombe, G. D. (2020). *The Invertebrate tree of life*. Princeton University Press.

Goffredi, S. K., Motooka, C., Fike, D. A., Gusmão, L. C., Tilic, E., Rouse, G. W. y Rodríguez, E. (2021). Mixotrophic chemosynthesis in a deep-sea anemone from hydrothermal vents in the Pescadero Basin, Gulf of California. *BMC Biology*, 19, 8. <https://doi.org/10.1186/s12915-020-00921-1>

Greenberg, I. (1992). *Guía de corales y peces de La Florida, Las Bahamas y el Caribe*. Seahawk Press.

Guevara, L., Armario, M., Fariñas, M., Lopez, R. y D'armas, H. (2016). Bioactividad de las esponjas marinas *Cliona varians* y *Cinachyrella kuekenthali* provenientes de Isla Larga, Bahía de Mochima, Estado Sucre, Venezuela. *Ciencia Unemi*, 9(20), 19-28.

Guildford, G. (2013). Jellyfish are taking over the seas, and it might be too late to stop them. <https://qz.com/133251/jellyfish-are-taking-over-the-seas-and-it-might-be-too-late-to-stop-them>

Heger, P., Zheng, W., Rottmann, A., Panfilio, K. A. y Wiehe, T. (2020). The genetic factors of bilaterian evolution. *eLife*, 9, e45530. <https://doi.org/10.7554/eLife.45530>

Hickman, C. P., Roberts, L. S. y Larson, A. (1992). *Zoología: principios generales*. Interamericana.

Houillon, C. (1972). *Embriología*. Omega SA.

Kashimoto, R., Hisata, K., Shinzato, C., Satoh, N. y Shoguchi, E. (2021). Expansion and diversification of fluorescent protein genes in fifteen *Acropora* species during the evolution of acroporid corals. *Genes*, 12(3), 397. <https://doi.org/10.3390/genes12030397>

Khetrupal, A. (2019) GFP in nature. *New Medical Life Sciences*. [news-medical.net/life-sciences/GFP-in-nature.aspx](https://news-medical.net/life-sciences/GFP-in-nature.aspx)

Isaeva, V. V. y Kasyanov, N. V. (2021). Symmetry transformations in Metazoan evolution and development. *Symmetry*, 13, 160. <https://doi.org/10.3390/sym13020160>

Izzati, F., Warsito, M. F., Bayu, A., Praseptyoputri, A., Atikana, A., Sukmarini, L., Rahmawati, S.I. y Putra, M. (2021). Che-

- mical diversity and biological activity of secondary metabolites isolated from Indonesian marine invertebrates. *Molecules*, 26(7), 1898. <https://doi.org/10.3390/molecules26071898>
- Jékely, G. (2021). The chemical brain hypothesis for the origin of nervous systems. *Philosophical Transactions of the Royal Society B*. 376. 20190761. <https://doi.org/10.1098/rstb.2019.0761>
- Kapli, P. y Telford, M. J. (2020). Topology dependent asymmetry in systematic errors affects phylogenetic placement of Ctenophora and Xenacoelomorpha. *Science Advances*, 6(10). eabc5162. <https://doi.org/10.1126/sciadv.abc5162>
- Kasimala, M., Babu, B. H., Awet, B. A., Henok, G. G., Haile, A. H. y Hisham, O. M. (2020). A review on bioactive secondary metabolites of soft corals (Octocorallia) and their distribution in Eritrean coast of Red Sea. *Indian Journal of Geo-Marine Sciences*, 49(12), 1793-1800.
- Kayal, E., Bastian, B., Pankey, M. S., Ohdera, A., Medina, M., Plachetzki, D. C., Collins, A. y Ryan, J. F. (2017). Comprehensive phylogenomic analyses resolve cnidarian relationships and the origins of key organismal traits. *PeerJ Preprints*, 5:e3172v1. <https://doi.org/10.7287/peerj.preprints.3172v1>
- Klompen, A. M. L., Macrander, J., Reitzel, A. M. y Stampar, S. N. (2020). Transcriptomic analysis of four Ceriathid (Cnidaria, Ceriantharia) venoms. *Marine Drugs*, 18(8), 413. <https://doi.org/10.3390/md18080413>
- Kraus, Y. A. y Markov, A. V. (2017). Gastrulation in Cnidaria: the key to an understanding of phylogeny or the chaos of secondary modifications? *Biology Bulletin Reviews*, 7, 7-25. <https://doi.org/10.1134/S2079086417010029>
- Lau, M. T., Manion, J., Littleboy, J. B., Oyston, L., Khuong, T. M., Wang, Q. P., Nguyen, D. T., Hesselson, D., Seymour, J. E. y Neely, G. G. (2019). Molecular dissection of box jellyfish venom cytotoxicity highlights an effective venom antidote. *Nature Communications*, 10(1655), 1-12. <https://doi.org/10.1038/s41467-019-09681-1>
- Laumer, C., Fernández, R., Lemer, S., Combosch, D., Kocot, K. M., Riesgo, A., Andrade, S. C. S., Sterrer, W., Sorensen, M. V. y Giribet, G. (2019). Revisiting metazoan phylogeny with genomic sampling of all phyla. *Proceedings of the Royal Society B*. 286. 20190831. <https://doi.org/10.1098/rspb.2019.0831>
- Leasi, F., Sevigny, J. L. y Hassett, B. T. (2020). Meiofauna as a valuable bioindicator of climate change in the polar regions. *Ecological Indicators*, 121, 107133 <https://doi.org/10.1016/j.ecolind.2020.107133>
- Lee, Y. J., Cho, Y. y Tran, H. N. K. (2021) Secondary metabolites from the marine sponges of the genus *Petrosia*: a literature review of 43 years of research. *Marine Drugs*, 19, 122. <https://doi.org/10.3390/md19030122>
- Leoni, V., González, S., Scarabino, F., Fabiano, G., Rubio, L., Stampar, S. N., Ortega Martínez, A. y Oliveira, O. M. P. (2014). Frágiles, luminosos y voraces: ctenóforos (Ctenophora) en aguas uruguayas. *InvBiota. Invertebrados del Uruguay. Uruguay. Ministerio de Ganadería Agricultura y Pesca. Dirección Nacional de Recursos Acuáticos (DINARA)*. <https://doi.org/10.13140/RG.2.2.36427.95523>
- Li, R., Yu, H., Li, A., Yu, C. y Li, P. (2021). Preparation and neutralization efficacy

- of novel jellyfish antivenoms against *Cyanea nozakii* toxins. *Toxins*, 13(2), 165. <https://doi.org/10.3390/toxins13020165>
- Lim, A., Wheeler, A. J., Price, D. M., O'reilly, L., Harris, K. y Conti, L. (2020). Influence of benthic currents on cold-water coral habitats: a combined benthic monitoring and 3D photogrammetric investigation. *Scientific Reports*, 10, 19433. <https://doi.org/10.1038/s41598-020-76446-y>
- Lincoln, R. J. y Sheals, J. G. (1989). *Invertebrados: guía de captura y conservación*. McGraw Hill.
- Lira, I., Mudespacher, C. y Cifuentes, J. (1989). *Guía ilustrada de los animales marinos venenosos de México y el Caribe*. Limusa.
- Lopera, L., Cardona, Y. y Zapata-Ramírez, P. A. (2020). Circulation in the Seaflower Reserve and its potential impact on biological connectivity. *Frontiers in Marine Science*, 7, 385. <https://doi.org/10.3389/fmars.2020.00385>
- Lopera-García, L. (2019). *Conectividad hidrodinámica entre los cayos, bancos, islas y atolones que conforman la reserva de la Biosfera Seaflower y su potencial impacto en la conectividad biológica*. [Tesis de Maestría en Ingeniería, Universidad Nacional de Colombia, Facultad de Minas, Departamento de Geociencias y Medio Ambiente], Medellín, Colombia.
- Maldonado, M. (2011). Metazoos. En P. Vargas y R. Zardoya (Eds.), *El árbol de la vida: sistemática y evolución de los seres vivos* (pp. 159-177). Reverté.
- Marambio, M., López, L., Fuertes, V. y Gili, J-M. (2018). *Guía de identificación y tratamiento de picaduras de medusas y otros organismos gelatinosos de la costa mediterránea española*. Proyecto Medusa. España.
- Marshall, A. J. y Williams, W. D. (1980). *Zoología de invertebrados*. Reverté.
- Martín-Durán, J. M. y Hejnol, A. (2019). A developmental perspective on the evolution of the nervous system. *Developmental Biology*, 475, 181-192. <https://doi.org/10.1016/j.ydbio.2019.10.003>
- Martín-Durán, J. M., Jabsen, R., Wennberg, S., Budd, G. E. y Hejnol, A. (2012) Deuteuterostomic development in the protostome *Priapulid caudatus*. *Current Biology*, 22(22), 2161-2166. <https://doi.org/10.1016/j.cub.2012.09.037>
- Matthews, J. L., Raina, J. B., Kahlke, T., Seymour, J. R., van Oppen MJH. y Suggett, D. J. (2020). Symbiodiniaceae-bacteria interactions: rethinking metabolite exchange in reef-building corals as multi-partner metabolic networks. *Environmental microbiology*, 22(5), 1675-1687. <https://sfamjournals.onlinelibrary.wiley.com/doi/epdf/10.1111/1462-2920.14918>
- Macali, A., Semenov, A., Venuti, V., Crupi, V., D'Amico, F., Rossi, B., Corsi, I. y Bergami, E. (2018). Episodic records of jellyfish ingestion of plastic items reveal a novel pathway for trophic transference of marine litter. *Scientific Reports*, 8, 6105. <https://doi.org/10.1038/s41598-018-24427-7>
- Miranda, L. S. y Mendoza-Becerril, M. A. (2019). Staurozoa: ¡cnidarios fantásticos y dónde encontrarlos en México! *Recursos Naturales y Sociedad*, 5(2), 32-40.
- Miranda, L. S., Mills, C. E., Hirano, Y. M., Collins, A. G. y Marques, A. C. (2018). A review of the global diversity and natural history of stalked jellyfishes (Cnidaria, Staurozoa). *Marine Biodiversity*, 48(4), 1695-1714.

- Modolon, F., Barno, A. R., Villela, H. D. M. y Peixoto, R. S. (2020). Ecological and biotechnological importance of secondary metabolites produced by coral-associated bacteria. *Journal of Applied Microbiology*, 129(6), 1441-1457. <https://doi.org/10.1111/jam.14766>
- Montano, S. (2020). The extraordinary importance of coral-associated fauna. *Diversity*, 12, 0357. <https://doi.org/10.3390/d12090357>
- Morris, V. B. (2016). Analysis of coelom development in the sea urchin *Holopneustes purpureus* yielding a deuterostome body plan. *Biology Open*, 5(3), 348-358. <https://doi.org/10.1242/bio.015925>
- Morrow, C. y Cárdenas, P. (2015). Proposal for a revised classification of the Demospongiae (Porifera). *Frontiers in Zoology*, 12(7), 1-27. <https://doi.org/10.1186/s12983-015-0099-8>
- Munro, C., Behringer, R. R. y Dunn, C. W. (2019). Morphology and development of the Portuguese man of war, *Physalia physalis*. 9, 1-17. <https://doi.org/10.1101/645465>
- Nieto-Prieto, R. M. (2013). Nuevos compuestos de organismos marinos farmacológicamente activos. [Tesis Doctoral, Universidade da Coruña, Departamento de Química Fundamental].
- NOAA Coral Reef Conservation Program. (2018). Coral reef condition: a status report for Florida's Coral Reef, 2014-2018 Data. [https://coris.noaa.gov/monitoring/status\\_report/docs/FL\\_508\\_compliant.pdf](https://coris.noaa.gov/monitoring/status_report/docs/FL_508_compliant.pdf)
- Norekian, T. P. y Moroz, L. L. (2019). Neural system and receptor diversity in the ctenophore *Beroë abyssicola*, *Journal of Comparative Neurology*, 527(12), 1986-2008. <https://doi.org/10.1002/cne.24633>
- Norekian, T. P. y Moroz, L. L. (2020). Comparative neuroanatomy of ctenophores: neural and muscular systems in *Euplókamis dunlapae* and related species. *Journal of Comparative Neurology*, 528(3), 481-501. <https://doi.org/10.1002/cne.24770>
- Ohdera, A., Ames, C. L., Dikow, R. B., Kayal, E., Chiodin, M., Busby, B., La, S., Pirro, S., Collins, A. G., Medina, M. y Ryan, J. F. (2019). Box, stalked, and upside-down? Draft genomes from diverse jellyfish (Cnidaria, Acraspeda) lineages: *Alatina alata* (Cubozoa), *Calvadosia cruxmelitensis* (Staurozoa), and *Cassiopea xamachana* (Scyphozoa). *Giga Science*, 8, 1-15. <https://doi.org/10.1093/gigascience/giz069>
- Organización Colparques (2021). Gorgona Parque Nacional Natural. <https://www.colparques.net>
- Padilla-Gil, D. N. (1998). Isla Gorgona y sus recursos naturales. *Revista de la Facultad de Ciencias Naturales y Matemáticas*, 2, 49-55.
- Pandey, A. y Braun, E. I. (2020). Phylogenetic analyses of sites in different protein structural environments result in distinct placements of the Metazoan root. *Biology*, 9(64). <https://doi.org/10.3390/biology9040064>
- Pastrana, O., Santafé, G. y Sánchez, E. (2019). Perfil lipídico y ensayos de las actividades antioxidante, insecticida y antialimentaria de la esponja marina *Iotrochota birotulata* (Iotrochotidae: Demospongiae). *Revista de Biología Tropical*, 67(1), 213-223.
- Pawlik, J. R. y McMurray, S. E. (2020). The emerging ecological and biogeochemical importance of sponges on coral reefs. *Annual Review of Marine Science*,



12, 315-337. <https://doi.org/10.1146/annurev-marine-010419-010807>

Philippe, H., Poustka, A. J., Chiodin, M., Hoff, K. J., Dessimoz, C., Tomiczek, B., Schiffer, P. H., Müller, S., Domman, D., Horn, M., Kuhl, H., Timmermann, B., Satoh, N., Hikosaka-Katayama, T., Nakano, H., Rowe, M. L., Elphick, M. R., Thomas-Chollier, M., Hankeln, T., Telford, M. J. (2019). Mitigating anticipated effects of systematic errors supports sister-group relationship between Xenacoelomorpha and Ambulacraria. *Current Biology*, 29, 1818-1826. <https://doi.org/10.1016/j.cub.2019.04.009>

Pita, L., Rix, L., Slaby, B., Franke, A. y Hentschel, U. (2018). The sponge holobiont in a changing ocean: from microbes to ecosystems. *Microbiome*, 6(1), 1-18. <https://doi.org/10.1186/s40168-018-0428-1>

Prummel, K. D., Crowell, H. L., Nieuwenhuize, S., Brombacher, E. C., Daetwler, S., Sonesson, C., Kresoja-Rakic, J., Ronner, M., Kocere, A., Ernst, A., Labbaf, Z., Clouthier, D. E., Firulli, A. B., Sánchez-Iranzo, H., Naganathan, S. R., O'Rourke, R., Raz, E., Mercader, N., Bueger, A., Felley-Bosco, E., Huisken, J. y Robins, M. D. (2021). Hand2 delineates mesothelium progenitors and is reactivated in mesothelioma. *BioRxiv*. 1-37. <https://doi.org/10.1101/2020.11.11.355693>

Redmond, A. K. y McLysaght, A. (2021). Evidence for sponges as sister to all other animals from partitioned phylogenomics with mixture models and recoding. *Nature Communications*, 12, 1783. <https://doi.org/10.1038/s41467-021-22074-7>

Regalado, E. L., Laguna, A. y Martínez, J. R. (2010). Las esponjas marinas como fuente de nuevas sustancias bioactivas.

Revista electrónica de la Agenda de Medio Ambiente, 10(19), 1-12.

Reyes, J. y Santodomingo, N. (2002). Manual de identificación de invertebrados Marinos de Colombia. Servigráficas.

Rojas Ruiz, J. A., Rodríguez-Goenaga, L., Herrera, M., Duque, M., Pinzón, P., Gori, G., Calderón, H., Obregón, P., Vieira, R. y Nedimyer, K. (2015). Repoblamiento masivo de los corales cuerno de alce *Acropora palmata* y coral cacho de venado *Acropora cervicornis* en el PNNCRSB. Asociación Colombiana de Zoología. La biodiversidad sensible: patrimonio natural irremplazable. IV Congreso Colombiano de Zoología. Libro de resúmenes. <https://www.congresocolombianodezoologia.org/www.aczcolombia-org>

Rosset, S. L., Oakley, C. A., Ferrier-Pagès, C., Suggett, D. J., Weis, V. M. y Davy, S. K. (2020). The molecular language of the Cnidarian-dinoflagellate symbiosis. *Trends in Microbiology*, 29(4), 320-333. <https://doi.org/10.1016/j.tim.2020.08.005>

Ruzicka, J., Brodeur, R. D., Cielicki, K. y Decker, M. B. (2020). Examining the ecological role of jellyfish in the Eastern Bering Sea. *ICES Journal of Marine Science*, 77(2), 791-802. <https://doi.org/10.1093/icesjms/fsz244>

Schejter L. (2014). Porifera. En J.A. Calcagno (Ed.), *Los invertebrados del Mar Argentino* (pp. 49-65). Vazquez-Mazzini.

Schiariti, A., Betti, P., Dato, C., Leonarduzzi, E., Carrizo, S., Rodríguez, C. y Genzano, G. (2015). Medusas y ctenóforos de la región norpatagónica I: diversidad y patrones de distribución. Informe Técnico. Mar del Plata, Argentina. Instituto Nacional de Investigación y Desarrollo Pesquero (INIDEP).

- Schierwater B. y DeSalle R. (Eds.) (2021). *Invertebrate Zoology A Tree of life Approach*. Boca Raton, FL. CRC Press Taylor y Francis Group.
- Schierwater, B., Osigus, H.-J., Bergmann, T., Blackstone, N. W., Hadrys, H., Hauslage, J., Humbert, P. O., Kamm, K., Kvensakul, M., Wysocki, K. y DeSalle, R. (2021). The enigmatic Placozoa part 1: exploring evolutionary controversies and poor ecological knowledge. *BioEssays*, 43(10), 1- 11. <https://doi.org/10.1002/bies.202100080>
- Schultz, D. T., Eizenga, J. M., Corbett-Detig, R. B., Francis, W. E., Christianson, L. M. y Haddock, H. D. (2020). Conserved novel ORFs in the mitochondrial genome of the ctenophore *Beroë forskalii*. *PeerJ*, 1-27. <https://doi.org/10.7717/peerj.8356>
- Schulze, J. y Schierenberg, E. (2011). Evolution of embryonic development in nematodes. *EvoDevo*, 2(18), 1-16. <https://doi.org/10.1186/2041-9139-2-18>
- Schuster, A., Lopez, J. V., Becking, L. E., Kelly, M., Pomponi, S. A., Wörheide, G., Erpenbeck, D. y Cárdenas, P. (2017). Evolution of group I introns in Porifera: new evidence for intron mobility and implications for DNA barcoding. *BMC Evolutionary Biology*, 17(82), 1-21. <https://doi.org/10.1186/s12862-017-0928-9>
- Schuster, A., Vargas, S., Knapp, I., Pomponi, S. A., Toonen, R. J., Erpenbeck, D. y Wörheide, G. (2018). Divergence times in demosponges (Porifera): first insights from new mitogenomes and inclusion of fossils in a birth-death clock model. *BMC Evolutionary Biology*, 18(114), 1-11. <https://doi.org/10.1186/s12862-018-1230-1>
- Seemann, J., Yingst, A., Stuart-Smith, R. D., Graham, J. E. y Altieri, A. H. (2018). The importance of sponges and mangroves in supporting fish communities on degraded coral reefs in Caribbean Panama. *PeerJ*, 14, e4455.
- Srivastava, M., Begovic, E., Chapman, J., Putnam, N. H., Hellsten, U., Kawashima, T., Kuo, A., Mitros, T., Salamov, A., Carpenter, M. L., Signorovitch, A. Y., Moreno, M. A., Kamm, K., Grimwood, J., Schmutz, J., Shapiro, H., Grigoriev, I. V., Buss, L. W., Schierwater, B., Rokhsar, D. S. (2008). The *Trichoplax* genome and the nature of placozoans. *Nature*, 454, 955-960. <https://doi.org/10.1038/nature07191>
- Stenvers, V., Chi, X. y Javidpour, J. (2020). Seasonal variability of the fatty acid composition in *Aurelia aurita* (Cnidaria: Scyphozoa): implications for gelatinivore food web studies. *Journal of Plankton Research*, 42(4), 440-452. <https://doi.org/10.1093/plankt/fbaa026>
- Su, T. P., Kuo, T. J., Yang, S. N., Lee, G. H., Lee, Y. T., Wang, Y. C., Chen, J. J., Wen, Z. H., Hwang, T. L. y Sung, P. J. (2020). 11 $\beta$ ,20 $\beta$ -Epoxybriaranes from the gorgonian coral *Junceella fragilis* (Ellisellidae). *Marine Drugs*, 18(4), 183. <https://doi.org/10.3390/md18040183>
- Takahashi, T. (2020). Comparative aspects of structure and function of cnidarian neuropeptides. *Frontiers in Endocrinology*. 11(339), 1-11. <https://doi.org/10.3389/fendo.2020.00339>
- Takao, M., Okawachi, H. y Uye, S. I. (2014). Natural predators of polyps of *Aurelia aurita* s.l. (Cnidaria: Scyphozoa: Semaestomeae) and their predation rates. *Plankton and Benthos Research*, 9(2), 105-113. <https://doi.org/10.3800/pbr.9.105>

- Tang, C., Sun, S. y Zhang, F. (2021). Natural predators of polyps of three scyphozoans: *Nemopilema nomurai*, *Aurelia coerulea*, and *Rhopilema esculentum*. *Journal of Oceanology and Limnology*, 39, 598-608. <https://doi.org/10.1007/s00343-020-0284-2>
- Tang, Q. B., Song, W. W., Chang, Y. J., Xie, G. Y., Chen, W. B. y Zhao, X. C. (2019). Distribution of serotonin-immunoreactive neurons in the brain and gnathal ganglion of caterpillar *Helicoverpa armigera*. *Frontiers in Neuroanatomy*, 13(56), 1-16. <https://doi.org/10.3389/fnana.2019.00056>
- Thompson, T y Fuller, S. D. (2020). Technical measures and environmental risk assessments for Deep-sea sponge conservation. FAO.
- United Nations Environment Programme (UN Environment), International Sustainability Unit (ISU), International Coral Reef Initiative (ICRI), y Trucost. (2018). The coral reef economy: the business case for investment in the protection, preservation and enhancement of coral reef health. Ministry of the Environment and Energy, Government Offices of Sweden.
- Vargas, J., Alfaro-Rodríguez, A. y Perez-Orive, J. (2019). Serotonin induce or inhibits neuritic regeneration of leech CNS neurons depending on neuronal identity. *Brazilian Journal of Medical Research*, 52(2), 1-9. <https://doi.org/10.1590/1414-431x20187988>
- Villee, C.A. (1994). *Biología* (7.<sup>a</sup> ed.). McGraw-Hill.
- Wang, S., Ochoa, S. D., Khaliullin, R. N., Gerson-Gurwitz, A., Hendel, J. M., Zhao, Z., Biggs, R., Chrisholm, A. D., Desai, A., Oegema, K. y Green, R. A. (2019). A high-content imaging approach to profile *C. elegans* embryonic development. *Development*, 146, dev174029. <https://doi.org/10.1242/dev.174029>
- Wang, Y., Wang, G. D., He, Q. L., Luo, Z. P., Yang, L., Yao, Q. y Chen, K-P. (2020). Phylogenetic analysis of achaete-scute complex genes in metazoans. *Molecular Genetics and Genomics*, 295(3), 591-606. <https://doi.org/10.1007/s00438-020-01648-y>
- Williams, E. A. (2020). Function and distribution of the Wamide neuropeptide superfamily in Metazoans. *Frontiers in Endocrinology*. <https://doi.org/10.3389/fendo.2020.00344>
- Williams, J. (2015). Are jellyfish taking over the world? *Aquaculture y Marine Biology*, 2(3), 00026. <https://doi.org/10.1015406/jamb.2015.02.00026>
- Williams, A., Chiles, E. N., Conetta, D., Pathmanathan, J. S., Cleves, P. A., Putnam, H. M., Su, X. y Bhattacharya, D. (2020). Metabolome shift associated with thermal stress in coral holobionts. *BioRxiv*. 1-22. <https://doi.org/10.1101/2020.06.04.134619>
- Wörheide, G., Dohrmann, M., Erpenbeck, D., Larroux, C., Maldonado, M., Voigt, O., Borchellini, C. y Lavrov, D. V. (2012). Deep phylogeny and evolution of sponges (phylum Porifera). *Advances in Marine Biology*, 61, 1-78. <https://doi.org/10.1016B978-0-12-387787-1.00007-6>
- Wulff JL. (2020). Targeted predator defenses of sponges shape community organization and tropical marine ecosystem function. *Ecological Monographs*, 91(2), e01438. <https://doi.org/10.1002/ecm.1438>

Yoshioka, Y., Yamashita, H., Suzuki, G., Zayasu, Y., Tada, I., Kanda, M., Satoh, N., Shoguchi, E. y Shinzato, C. (2020). Whole-genome transcriptome analyses of Native symbionts reveal host coral genomic novelties for establishing coral-algae symbioses. *Genome Biology and Evolution*, 13(1), evaa240. <https://doi.org/10.1093/gbe/evaa240>

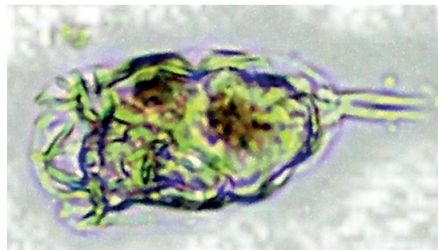
Yurchenko, O. V., Savelieva, A. V., Kolutuchina, N. K., Voronezhskaya, E. E. y Dyachuk, V. A. (2019). Peripheral sensory neurons govern development of the nervous system in bivalve larvae. *EvoDevo*, 10(22), 1-9. <https://doi.org/10.1186/s13227-019-0133-6>

Zea, S., Henkel, T. P. y Pawlik, J. R. (2014). *The sponge guide: a picture guide to Caribbean sponges*. Third edition.

Zea, S., Ríos, J. A. y Vicente, J. (2019). Evidencias morfológicas y moleculares en la taxonomía del género *Neopetrosia* (Porifera, Demospongiae, Haplosclerida) en el Caribe. Asociación Colombiana de Zoología. Reconciliarte con la biodiversidad, un acto de paz. Libro de resúmenes. V Congreso Colombiano de Zoología. Asociación Colombiana de Zoología. <https://www.congresocolombianodezoologia.org/www.aczcolombia.org>

## Segunda Unidad: Rotíferos y Platelmintos

---



## **Propósitos**

- Identifique y describa las características diagnósticas morfológicas de los rotíferos y platelmintos.
- Reconozca la importancia médica de los parásitos platelmintos.

## **Competencias**

- Identifica las principales características morfológicas de los rotífero.
- Contrasta las estructuras morfológicas para movimiento y alimentación de los rotíferos y su hábitat acuático.
- Enuncia los principales caracteres derivados de los platelmintos
- Reconoce los platelmintos de importancia médica.
- Identifica las principales características morfológicas de las clases de platelmintos.

## Introducción

En el superfilo Spiralia se encuentran los filos Rotifera, Platyhelminthes, Mollusca y Anelida, los dos primeros los trataremos en esta unidad y los otros en las siguientes unidades.

Los rotíferos y los platelmintos, son grupos de animales complejos, con variedad morfológica y difíciles de caracterizar por

la especificidad de sus caracteres taxonómicos. Por lo tanto y a fin de facilitar el aprendizaje, se abordará primero los rotíferos con un ejemplo específico y luego los platelmintos con sus clases y su importancia médica. Se finaliza dando una visión sobre la filogenia de los platelmintos.

### 2.1 Rotíferos

#### Competencias:

- Identifica las principales características morfológicas de los rotíferos.
- Contrasta las estructuras morfológicas para movimiento y alimentación de los rotíferos y su hábitat acuático.

#### Importancia de los rotíferos

Los rotíferos por su éxito reproductivo, ciclo de vida corto, cuerpo traslúcido y por habitar en cuerpos de agua heterogéneos, dulceacuícolas como salobres (estuarios), tanto de la zona templada, tropical y subtropical; han sido ampliamente estudiados en varios campos de las ciencias biológicas, su importancia se resume en los siguientes puntos (Alvarado Flores *et al.* 2021; Gribble, 2021; Ma *et al.* 2015; Onandia *et al.* 2021; Phan *et al.* 2021; Quian *et al.* 2021; Vu *et al.* 2021).

- Contribuyen en más del 50% de la productividad del zooplancton; como integrantes de la red trófica, permiten el vínculo entre pico y nanoplancton (bacterias, flagelados, fitoplancton) y consumidores secundarios.
- Indicadores ecológicos, de la calidad del agua e incluso del cambio climático.

- Alimento para la cría de larvas de peces tales como bagre y palometa.
- Los monogonontos, especialmente del género *Brachionus* son modelos para la biología del envejecimiento, ecología acuática, ecotoxicología y biología evolutiva.

#### Generalidades

Hábitat: dulceacuícolas. Tamaño: microscópico 3 mm de largo del cuerpo (Fig. 2.1). triblásticos, bilaterales, no segmentados.

La cutícula intercelular forma parte de la epidermis, que es delgada y sincitial y siempre posee un número constante de núcleos. Debajo de la epidermis están los músculos; el celoma reducido se encuentra debajo de la pared corporal y rodea el intestino y órganos internos. La cutícula se engrosa con frecuencia para formar una cubierta llamada **loriga** que puede estar dividida en placas o secciones parecidas a anillos y orientadas con rebordes o espinas.

Los rotíferos presentan una estructura muscular para moler el alimento llamada **mástax**, a esta estructura están integrados unos escleritos articulados o trofos

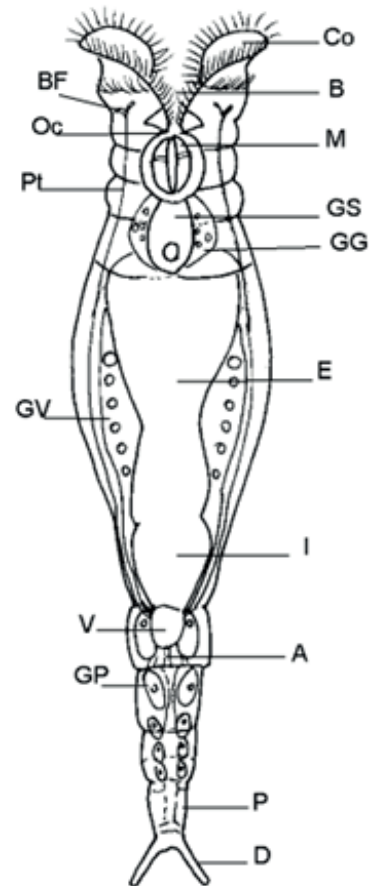
(trophí), cuya composición y ubicación esta asociada al tipo y hábito alimentario, ya sea para trituración, succión o prensión (Arcifa *et al.* 2020).

El cuerpo alargado o asciforme, la parte anterior, forma la región de la cabeza y ostenta un órgano ciliado llamado **corona**, característico de todos los miembros del filo (Fig. 2.1). En cuanto entra en actividad la corona, adquiere el aspecto de una rueda giratoria en muchas especies. Las funciones de los rotíferos y las estructuras asociadas se indican en la figura 2.2A.

En *Hexarthra* y *Testudinella* la corona deriva enteramente de la banda circumapical que se ha transformado en dos pequeños círculos de cilios modificados: uno anterior llamado tronco y otro posterior cingulo. La porción terminal del cuerpo, llamada **pie**, es mucho más estrecha que la región del tronco. En el extremo hay una a cuatro prolongaciones llamadas dedos (Fig. 2.1). El pie es utilizado como órgano de fijación y en estos grupos el pie posee de 2 a 30 masas de glándulas pedales, productoras de una sustancia adhesiva que es llevada al exterior por conductos que se abren en los dedos u otras partes del pie.

**Figura 2.1**

Esquema de un rotífero. A: ano, B: boca, BF: bulbo flamífero, Co: corona, D: dedos, E: estómago, GG: glándulas gástricas, GP: glándulas pedales, GS: glándulas salivales, GV: germovitelario, I: intestino, M: mástax, Oc: ocelo, P: pie, Pt: protonefridio, V: vejiga.

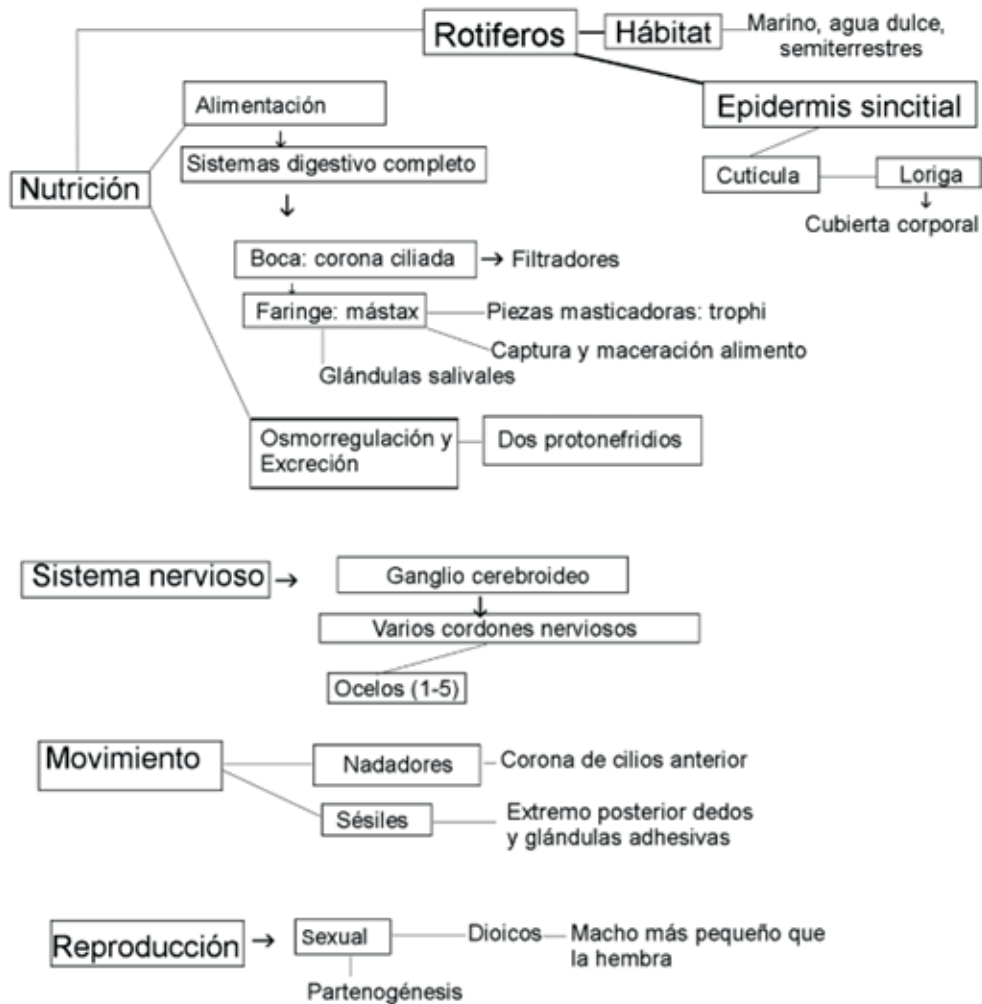


**Nota.** Modificado de Barnes (1986).



**Figura 2.2 A**

Estructuras y fisiología de los rotíferos.



**Clasificación de Rotifera**

Se presentan las tres clases de los rotíferos, con algunos ejemplos de especies y géneros.

**Clase Bdelloidea**

*Philodina, Embata, Rotaria y Adineta vaga*

**Clase Monogonontata**

*Lindia tecusa, L. torulosa, Brachionus plicatilis, Hexarthra y Testudinella*

**Clase Seisonoidea**

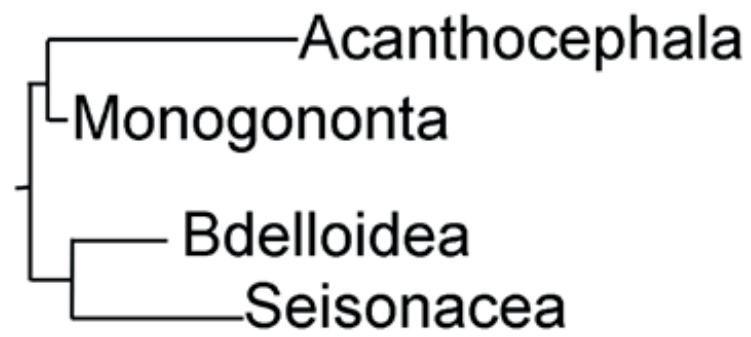
*Seison nebaliae y Paraseison*

**Filogenia de los rotíferos**

La filogenia de Rotifera con base en las secuencias de ADNr 18S se presenta en la figura 2.2B. Cabe destacar el hallazgo de fósiles con la teca de bdelloideos atrapada en ámbar que datan de hace 35-40 Ma (Bininda-Emonds, 2021).

**Figura 2.2 B**

*Filogenia de rotíferos, basada en ADNr 18S.*



**Nota.** Modificado de Bininda-Emonds (2021).

### ***Sabías que***

---

Los rotíferos marinos del género *Brachionus*, son cultivados para mantener los estadios larvarios de la mayoría de peces de agua salada (García-Hernández, 2019).

Los rotíferos *Brachionus* spp. se pueden cultivar en Colombia (Mendoza *et al.*, 2014).

El rotífero *Brachionus koreanus* es un modelo ampliamente utilizado para evaluar la exposición a xenobióticos, los estudios del genoma y su relación con las respuestas toxicológicas, le confieren importancia en la comprensión de la ecotoxicología molecular (Lee *et al.*, 2015; Park *et al.*, 2020).

Rotíferos, nematodos y arácnidos asociados al suelo y los cambios en su diversidad frente a la disminución de la cubierta forestal y a la aridez del suelo (Bastida *et al.*, 2019).

Cnidaria, Rotifera, Mollusca, Annelida y Arthropoda con biosíntesis de omega-3 (Kabeya *et al.*, 2018).

### ***Ejercicio Rotíferos***

---

Todas las estructuras que se preguntan deben ser localizadas en el dibujo (Fig. 2.1) y señaladas con un indicativo especial según el sistema.

1. Describa la pared corporal de rotífero
2. Describa la corona ¿Cuál es su función?
3. ¿Qué otras estructuras presenta la cabeza y cuál es su función?
4. ¿Dónde se encuentra el pie y cuál es su función?
5. ¿Cuál es la función del mástax y su relación con la alimentación?
6. ¿Cuál es la función de los protonefridios?
7. ¿En qué consiste la partenogénesis?

## **Lecturas recomendadas**

- Posición filogenética de los rotíferos dentro del clado Gnathifera (Fröblius y Funch, 2017)
- *Brachionus plicatilis*, especie de rotífero, con genoma pequeño y con el 14-25% de elementos repetidos (Blommaert *et al.*, 2019)
- Distribución espacial de los géneros de rotíferos en la península de Yucatán (Alvarado Flores *et al.* 2021)
- Diversidad de especies de rotíferos en México (Sarma *et al.* 2021)

## 2.2 Platelminetos

### Competencias:

- Enuncia los principales caracteres derivados de los platelmintos.
- Reconoce los platelmintos de importancia médica.
- Identifica las principales características morfológicas de las clases de platelmintos.

### Importancia de los platelmintos

#### Platelminetos y regeneración

Las planarias presentan unas células proliferativas llamadas **neoblastos** caracterizadas por ser células madre pluripotentes; de estas depende la habilidad de la planaria para regenerar, reemplazar células envejecidas o hacer el recambio de tejidos. Muestran actividad en la expresión de marcadores del ciclo celular y definen los factores de transcripción. Ejemplos, **neoblastos** gama: progenitores del intestino; neoblastos zeta: progenitores de la epidermis (Fincher *et al.*, 2018).

La vía de señalización Wnt- $\beta$ -catenina está relacionada con la regeneración de órganos y tejidos en los platelmintos (Collins, 2017).

Los neoblastos están implicados en el proceso de reparación y renovación del tegumento del esquistosoma. Los neoblastos especifican las células que expresan los genes *tsp-2* que migran al mesénquima, para hacer parte del tegumento y los linajes epidérmicos son regulados por la familia de factores de transcripción *zfp-1* (Wendt *et al.*, 2018).

### Modelos biológicos

Las planarias *Macrostomum lignano*, *M. janickei*, y *Schmidtea mediterranea*, son organismos modelo para la investigación de las células madre, la regeneración de tejidos, biología molecular de la reproducción, neurobiología, genómica y ecotoxicología (Brand *et al.*, 2020; Collins, 2017; Ramm, 2016; Singh *et al.*, 2020; Wasik *et al.*, 2015; Zadesenets *et al.*, 2020).

### Figura 2.3

*Planaria*, vista dorsal.



### Características de Platelminetos

Gusanos no segmentados, parásitos o de vida libre (Fig. 2.3). Triblasticos (Fig. 2.4), con simetría bilateral y aplanados dorsoventralmente (pérdida del celoma) (Fig. 2.5); segmentación espiral; sistema **digestivo incompleto** (con una sola abertura, boca), cestodos (tenias) sin sistema digestivo. Cefalización y sistema nervioso central con ganglios cerebroideos anteriores con cordones nerviosos unidos por comisuras transversales; protonefridios para la excreción; hermafroditas con órganos reproductores complejos.

Las especies hermafroditas pueden fertilizar sus propios ovocitos, y algunas con fecundación cruzada (García-Prieto *et al.*, 2014).

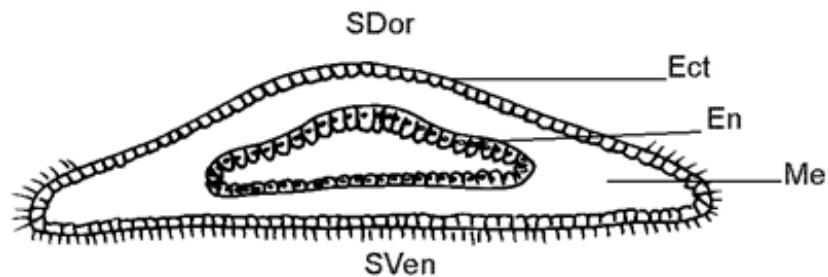
La estructura sólida del cuerpo, está formada por un tejido laxo (**parénquima**) de células de origen **mesenquimatoso**, que llena el espacio entre los órganos internos y la pared del cuerpo.

Los turbelarios poseen una epidermis ciliada (Fig. 2.4), celular o **sincitial**, con células glandulares. Monogeneos, trematodos y cestodos (clado Neodermata) presentan tegumento no ciliado (**neodermis**) (Fig. 2.6), formado por prolongaciones citoplasmáticas de células del mesénquima (citón); que facultan a

estos parásitos para la difusión de gases (intercambio gaseoso, respiración), eliminación de desechos nitrogenados, penetración de nutrientes, principalmente aminoácidos, recepción sensorial y protección contra las defensas del hospedador. Las larvas de trematodos por ejemplo presentan una epidermis ciliada, pero posteriormente se sustituye por la neodermis. Todos presentan músculos longitudinales y circulares en el mesénquima.

**Figura 2.4**

*Esquema del corte transversal de planaria, En: endodermo, Ect: ectodermo, Me: mesodermo, SDor: superficie dorsal, SVen: superficie ventral.*



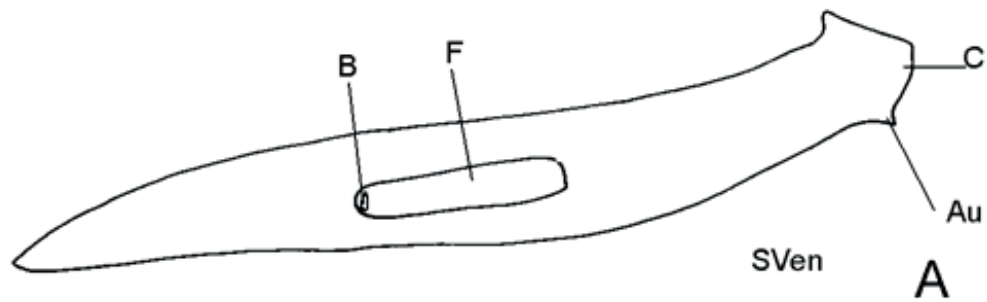
**Nota.** Modificado de Buchsbaum (1938).

**Caracteres derivados de los platelmintos**

1. Presencia de sistema nervioso con ganglios ubicados en la parte anterior.
2. Cefalización y simetría bilateral (Fig. 2.5). Ganglios nerviosos en la parte anterior y algunos órganos de los sentidos. Desplazamiento hacia adelante y colonización de medios acuáticos y terrestres.
3. Sistema excretor con protonefridios, con función osmorreguladora.
4. Grupo con modo de vida parásito, permitió radiación adaptativa (Negrete y Damborenea, 2017).

**Figura 2.5.**

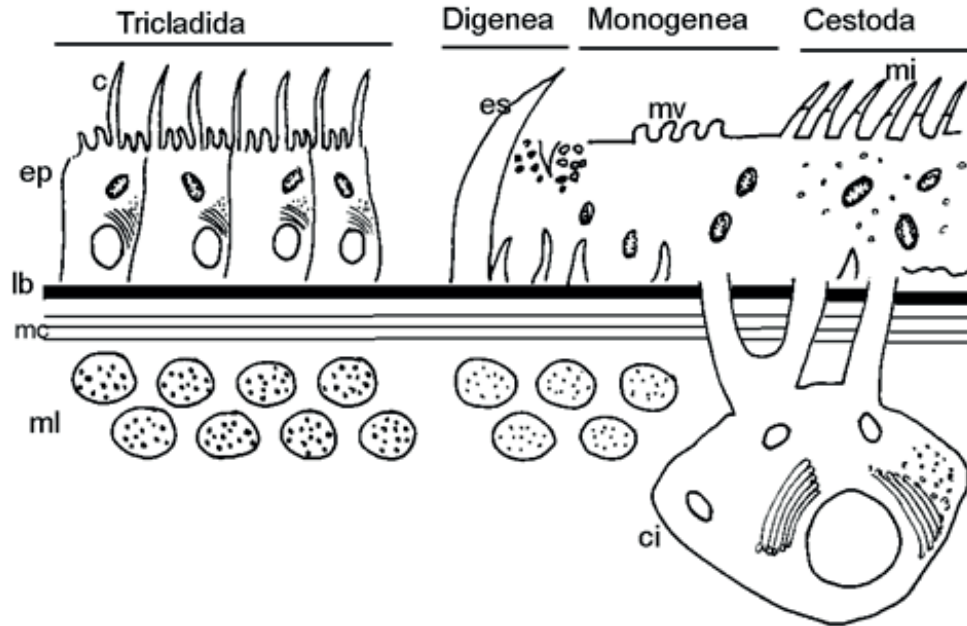
**A.** Esquema de vista ventral de planaria, Au: aurícula, B: boca, C: cabeza, F: faringe, SVen: superficie ventral. **B.** Planaria acuática con la faringe evaginada, C. parte anterior de la planaria acuática. B y C recolectadas en el municipio de Buesaco, Nariño.





**Figura 2.6**

Esquema de la pared corporal de platelmintos. c: cilio, ci: citón, ep: epidermis, es: espina, lb: lámina basal, mc: músculo circular, mi: microtriquias, ml: músculo longitudinal, mv: microvellosidades.



**Nota.** Modificado de García-Prieto *et al.* (2014).

### **Clasificación phylum Platyhelminthes**

Debido a la diversidad del grupo, en este filo se abordarán las clases principales y ejemplos concretos de cada grupo taxonómico, con énfasis en los parásitos de mayor importancia y su etiología.

A continuación, se resume la clasificación con un ejemplo para cada categoría taxonómica (Almón *et al.*, 2017; Drago y Núñez, 2017; Egger *et al.*, 2015).

#### **Subfilo Turbellaria**

##### **Clase Catenullida**

Platelmintos dulceacuícolas de tamaño pequeño, largo total de 1mm o menos.

Catenullidae *Catenula*

##### **Clase Rhabditophora**

Orden Macrostomida

Macrostomidae *Macrostomum*

Orden Tricladida

Suborden Continenticola

Dugesiidae *Dugesia* planarias terrestres

Geoplanidae *Bipalium* planarias terrestres

Orden Polycladida. Planarias marinas

Suborden Acotilea

Planoceridae *Planocera*

Suborden Cotilea

Euryleptidae *Prostheceraeus vittatus*

### **Subfilo Neodermata**

#### **Clase Monogenea**

Subclase Polyonchoinea

Subclase Heteronchoinea

#### **Clase Cestoda**

Subclase Cestodaria

Subclase Eucestoda

Orden Cyclophyllidea

Taeniidae *Taenia solium*, *Echinococcus granulosus*

#### **Clase Tematoda**

Subclase Aspidogastrea

Aspidogastridae *Lobatostoma manteri*

Subclase Digenea

Orden Strigeiformes

Schistosomatidae *Schistosoma*

Orden Echinostomida

Fasciolidae *Fasciola hepatica*

### **Clase Rhabditophora**

Para el estudio de esta clase se tendrá como modelo la planaria (Figs. 2.3-2.5). Tamaño: 500 $\mu$  a 60 cm de largo del cuerpo. Hábitat: dulceacuícolas, marinos bentónicos, terrestres en zonas muy húmedas, de día se ocultan y de noche salen a tomar alimento.

*Dugesia*, planaria acuática común de laboratorio, habita en lagos, lagunas, arroyos y manantiales, donde ocupan el **hábitat** del fondo. Es un ejemplo de **tricládido**, por tener el intestino ramificado, en tres partes, una anterior y dos posteriores.

La epidermis en su parte ventral está cubierta por cilios, que contribuye a su desplazamiento (tabla 2.1). Existen proyecciones cefálicas en algunas especies, las cuales pueden adoptar la forma de tentáculos cortos, en número y posición variables, o de proyecciones laterales llamadas aurículas.

**Tabla 2.1**

Estructura de la pared corporal de los Rhabditophora.

<i>Epidermis ciliada (Fig. 2.6)</i>	<i>Microvellosidades en la superficie. Células glandulares epidérmicas, secretan <b>rabditos</b>: cuerpos epidérmicos en forma de bastón, función: protección, favorecer locomoción ciliar, repulsión para depredadores, captura de presas, formación de envolturas externas de los huevos, medio de eliminación de desechos del metabolismo (Negrete y Damborenea, 2017).</i>
<i>Capa muscular, tipo liso</i>	<i>Estratos: capa circular externa, capa interna longitudinal, fibras musculares dorsoventrales.</i>
<i>Parénquima o mesénquima</i>	<i>Tramado de células irregulares, llena el espacio entre órganos internos. Células glandulares: glándula pegajosa, glándula liberadora, célula de anclaje.</i>

Un conjunto celular anterior, denominado glándula frontal, caracteriza a muchos rhabditóforos y se supone que representa un carácter plesiomórfico para ese grupo.

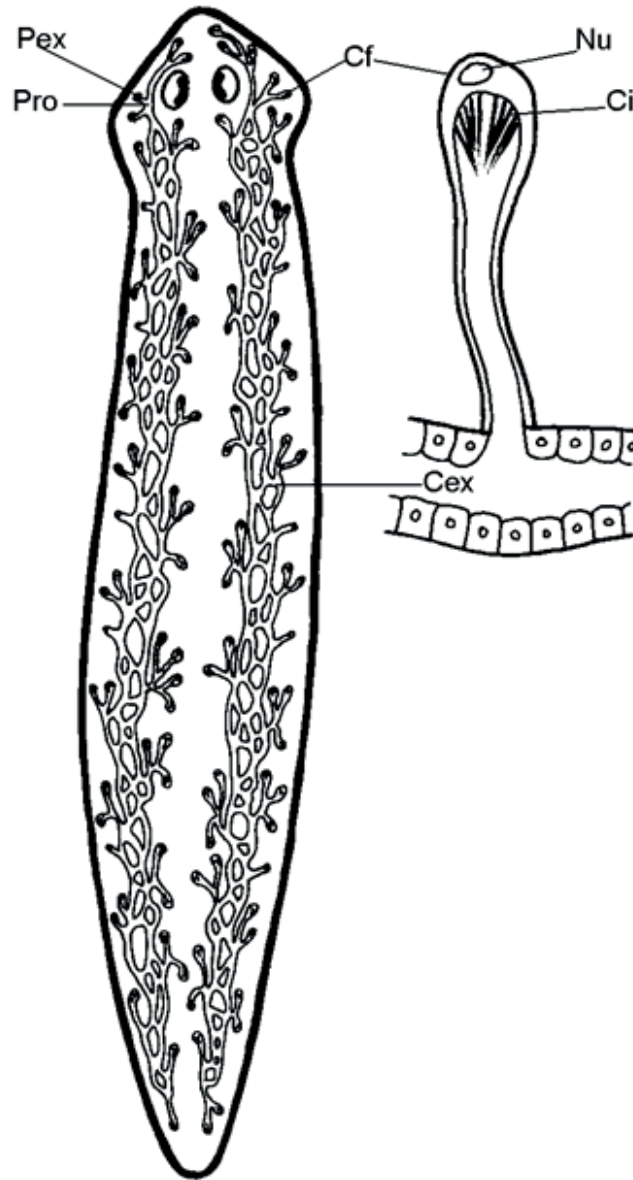
Las planarias acuáticas se mueven mediante cilios, las ondulaciones musculares son importantes en la locomoción de los grandes **policlados** y las planarias terrestres. Unas ondas transversales de contracción recorren el largo cuerpo levantando y bajando la superficie ventral.

El moco producido por los rhabdoides y las glándulas epidérmicas desempeña una función muy importante en la vida de los turbelaridos, pues recubre el sustrato sobre el cual reptan el organismo y envuelve a sus presas. Esto último ayuda a atrapar y deglutir el alimento.

Tanto la morfología interna como su función se dispone en la tabla 2.2; con las respectivas figuras.

**Figura 2.7**

Esquema del sistema excretor de planaria. Cex: canal excretor, CF: célula flamígera, Ci: cilios, Pex: poro excretor, Pr: protonefridio, Nu: núcleo.



**Nota.** Modificado de Buchsbaum (1938).

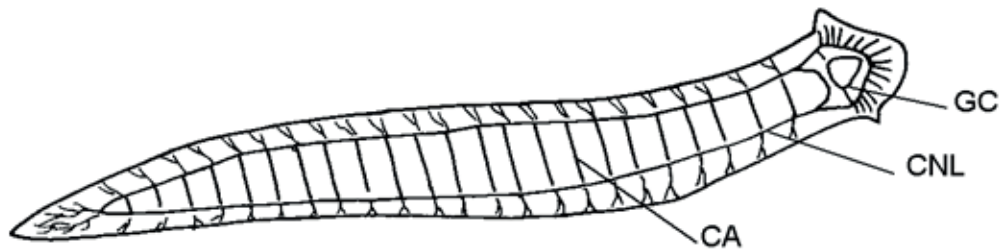
**Tabla 2.2**

Funciones de nutrición, irritabilidad y reproducción de los rhabditóforos.

<b>Nutrición (Figs. 2.5 y 2.7)</b>
<i>Alimentación: depredadores de invertebrados: protozoos, rotíferos, crustáceos pequeños (pulgas de agua y copépodos), caracoles y pequeños anélidos. Algunos platelmintos se nutren de algas, sobre todo diatomeas y ciertas especies depredadoras se alimentan de diatomeas en sus estadios juveniles</i>
<i>Sistema digestivo Incompleto (Fig. 2.5): boca, faringe, intestino ramificado. Todos engullen entera la presa. En los tricládidos el tubo faríngeo se extiende desde la boca y se inserta ya sea en el cuerpo de la presa o en la carroña. La digestión es primero extracelular, en el exterior de la faringe, luego es intracelular en el interior del intestino</i>
<i>Sistema circulatorio: ausente, una vez ocurre la digestión los nutrientes pasan a los tejidos, a través de los divertículos laterales del intestino</i>
<b>Respiración cutánea</b>
<i>Sistema excretor: protonefridios (Fig. 2.7), tipo de célula flamígera; cada una de éstas consta de una célula tubular y una célula oclusora que tiene dos o más flagelos. El número de protonefridios y la posición de los nefridioporos es variable, pero éstos están típicamente pareados. Función: osmorreguladora, la eliminación de desechos nitrogenados (amoníaco) lo hace a través de la superficie general del cuerpo</i>
<b>Irritabilidad (Fig. 2.8)</b>
<i>Sistema Nervioso: único ganglio cerebral del cual salen 2-4 pares de nervios longitudinales, unidos por comisuras transversales, tendencia a quedar un par ventral</i>
<i>Órganos de los sentidos: Los ocelos son del tipo de cáliz de pigmento, dos o más; su función es detectar la luz; receptores ciliares dispersos por el cuerpo, abundantes en las aurículas y los márgenes del cuerpo</i>
<b>Reproducción (Fig. 2.9)</b>
<i>Asexual: fisión transversal, seguido por regeneración, vg. Catenula, Dugesia. Fragmentación: formación de un quiste que origina un verme, vg. Phagocata. Zooides: cadenas, el individuo maduro se va desprendiendo, vg. Stenostomum</i>
<i>Sexual, todos hermafroditas. Con testículos, vesícula seminal y pene, en algunas ocasiones con estilete en otras es evaginable o cirro. Ovario con dos partes unidas o separadas que constan de vitelario: producción de vitelo y germinario desarrollo de óvulos</i>
<i>Gonoporo y atrio genital en el que se abren los dos sistemas, masculino y femenino. Fecundación cruzada, con intercambio de gametos</i>

**Figura 2.8**

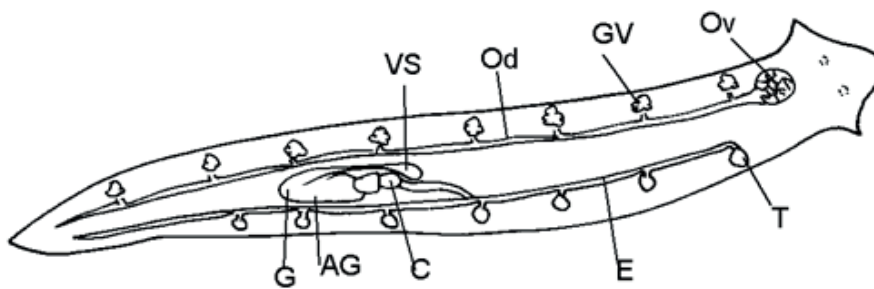
Esquema del sistema nervioso de planaria, CA: comisuras anulares, CNL: cordón nervioso lateral, GC: ganglio cerebroideo.



**Nota.** Modificado de Buchsbaum (1938).

**Figura 2.9**

Esquema del sistema reproductor de planaria, en la parte superior el aparato reproductor de la hembra y en la parte inferior del macho. AG: atrio genital, C: cirro, E: espermiducto, G: gonoporo, GV: glándulas vitelógenas (vitelario), Od: Oviducto, Ov: ovario, VS: vesícula seminal, T: testículo.



**Nota.** Modificado de Buchsbaum (1938).

## Clase Monogenea

Tamaño 0,3 mm- 20 mm. Ciclo directo, con un solo hospedador, la larva ciliada u oncomiracidio eclosiona, nada e infecta al hospedero definitivo (Drago y Núñez, 2017; García-Prieto *et al.*, 2014). Únicamente hay una generación en el ciclo de vida, se reproducen sólo sexualmente. Es característico del grupo el **Opishaptor**: órgano musculoso que fija el parásito al huésped (Fig. 2.10), armado con piezas esclerosadas en forma de ganchos, anclas o varillas, en ocasiones presenta ventosas (Fig. 2.11). Se alimentan de sangre, células epiteliales y mucus.

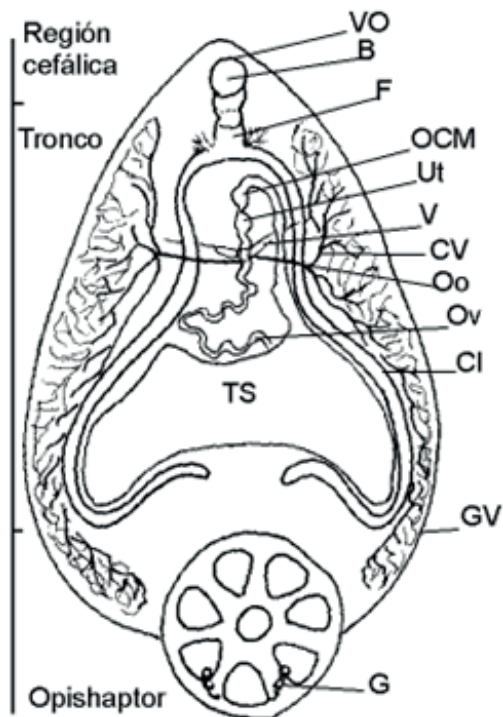
La boca a veces presenta **prohaptores**, se puede ubicar en el extremo anterior o en el interior de un embudo bucal, le sigue una faringe, a donde llegan las glándulas faríngeas, esófago corto e intestino ramificado con glándulas digestivas unicelulares que desembocan en su interior, los desechos orgánicos son eliminados por la boca. Los prohaptores se presentan en forma de ventosa oral rodeando la boca (Fig. 2.11), o dos ventosas anteriores a cada lado de la cabeza o dos ventosas bucales en el interior del embudo bucal o prefaringe (Drago y Núñez, 2017).

Casi todos **ectoparásitos**, branquias o uréter de peces, vejiga urinaria de tortugas y ranas (Fig. 2.11), y ojos de hipopótamos (García-Prieto *et al.*, 2014). El huevo eclosiona en oncomiracidio de nado libre, que invade nuevo huésped. Las especies de *Gyrodactylus* (Fig. 2.11), son ectoparásitos comunes de las branquias y la superficie del cuerpo de peces marinos y dulceacuícolas y de los renacuajos, llegan a ser plaga en piscifactorías.

En las branquias del pez *Hoplias malabaricus* (Characiformes) de la cuenca Oriental del Amazonas (Brasil), fueron encontradas, siete especies ectoparásitas de monogeneos, de los géneros *Urocleidoides* y *Constrictoanchoratus* (Ferreira *et al.*, 2018).

### Figura 2.10

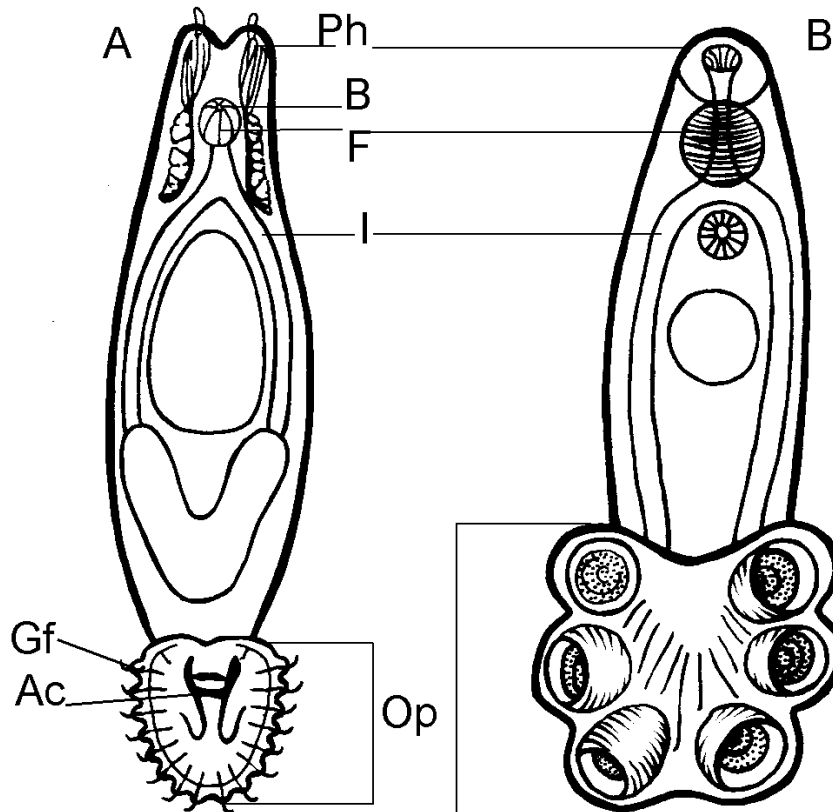
Esquema de un Monogenea, género *Calicotyle* sp. B: boca, Cl: ciego intestinal, CV: conducto vitelínico, F: faringe, G: ganchos, GV: glándulas vitelínicas, OCM: órgano copulador masculino, Oo: ootipo, Ov: ovario, TS: testículos, Ut: útero, V: vagina, VO: ventosa oral.



**Nota.** Modificado de Drago y Núñez (2017).

**Figura 2.11**

Esquema de un Monogenea, **A.** género *Gyrodactylus* parásito de peces. **B.** género *Polystoma*. Ac: ancla, B: boca, F: faringe, Gf: garfios, I: intestino, Op: opishaptor, Ph: pro-haptor.



**Nota.** Modificado de Buchsbaum (1938).

**Clasificación Clase Monogenea.** Se incluyen las subclases con algunos ejemplos de géneros (según Drago y Núñez, 2017).

Subclase Polyonchoinea. Boca ventral, órgano copulador masculino esclerotizado; opistohaptor de larva y adulto con 16 ganchos; canales excretores fusionados anteriormente. Alimento de células

epiteliales. Algunos géneros: *Benedenia*, *Entobdella*, *Tetrasepta*, *Acolpenteron*, *Cryptocephalum*, *Calicotyle*, y *Dictyocotyle*.

Subclase Heteronchoinea. Con canal genitointestinal; sistema reproductor de la hembra con ductus vaginalis. Alimento sangre del hospedador *Microcotyle* y *Polystoma*.



### Clase Trematoda

Nombre común: **duelas** (Fig. 2.12). Todos **parásitos**. Tamaño: 1 mm a 7m, la mayoría de centímetros. Cuerpo oval alargado. Órganos adhesivos: **ventosa oral y ventral (Acetábulo)** son característicos de la clase; boca localizada en el extremo anterior (Fig. 2.13).

Epidermis: cuerpo cubierto por **sincicio citoplasmático** no ciliado (Fig. 2.6); el tegumento, sobrepuesto a capas consecutivas de músculo circular, longitudinal y diagonal. El sincicio representa extensiones de células que están situadas en el parénquima.

El tegumento proporciona protección, sobre todo contra los enzimas del huésped de especies residentes en el intestino. Los desechos nitrogenados pasan al exterior a través del tegumento, efectuándose también en el mismo intercambio de gases. En los ectoparásitos existe alguna absorción de aminoácidos por el tegumento. Los sistemas y sus funciones se detallan en la tabla 2.3.

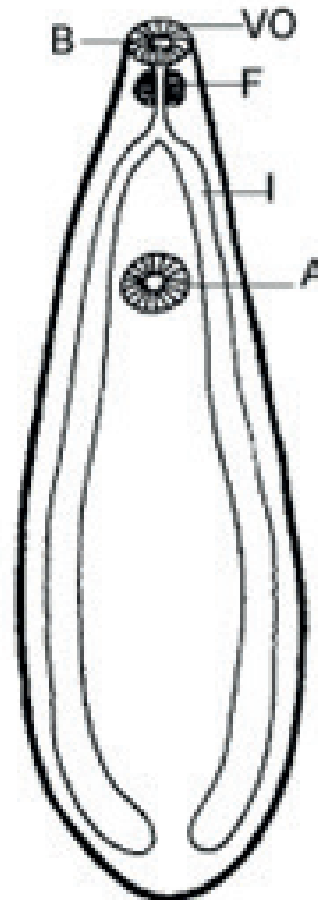
### Figura 2.12

*Fasciola hepática*.



### Figura 2.13

Esquema de un *Fasciola hepática*. A: acetábulo, B: boca, F: faringe, I: intestino, VO: ventosa oral.



**Nota.** Modificado de Buchsbaum (1938).

**Figura 2.14**

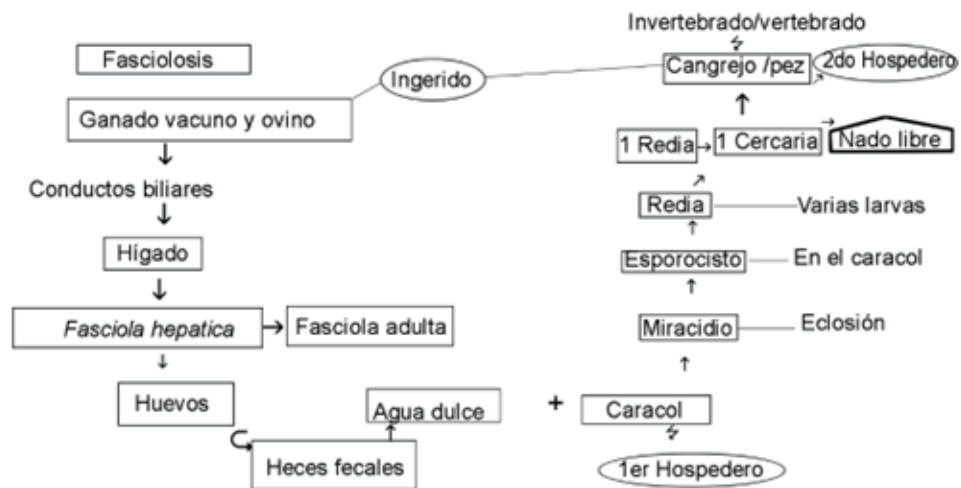
*Cavidad gastrovascular de Fasciola hepática.*



**Nota.** Redibujado de Buchsbaum (1938).

**Figura 2.15**

*Esquema del ciclo de vida de fasciola hepática.*



**Tabla 2.3**

Funciones de nutrición, irritabilidad y reproducción de los trematodos.

<b>Nutrición: parásitos (Figs. 2.13 y 2.14)</b>
<i>Alimentación: sangre y biblis</i>
<i>Sistema digestivo Incompleto (Fig. 2.13): La boca se comunica con la faringe muscular, esófago luego con los ciegos intestinales</i>
<i>Sistema circulatorio: ausente, los nutrientes pasan a los tejidos, a través de los ciegos intestinales (Fig. 2.14)</i>
<i>Respiración cutánea</i>
<i>Sistema excretor: protonefridios, con un par de conductos colectores longitudinales, y una vejiga recolectora; en los ectoparásitos, función osmorregulación</i>
<b>Irritabilidad</b>
<i>Un par de ganglios cerebrales anteriores con tres pares de cordones nerviosos longitudinales.</i>
<b>Reproducción</b>
<i>Machos con dos testículos, con sendos conductos espermáticos, los cuales se fusionan anteriormente y luego penetran en el órgano copulador o saco del cirro. Este último (Digenea) contiene la vesícula seminal, la próstata y el aparato copulador. El aparato copulatorio se abre en un atrio genital que comparte con el sistema femenino. El gonóporo está localizado por lo general en la superficie medio ventral de la mitad anterior del verme.</i>
<i>Sistema femenino: cámara denominada ootipo, consta de: ovario único, oviducto, el cual tiene a cada lado las glándulas de Menlis (lubricación), a éste sitio llegan un conducto que proviene del receptáculo seminal (almacén espermatozoides) y un conducto común de las glándulas vitelinas (proporcionan vitelo y cáscara). El oviducto luego comunica con el útero y este hacia el atrio genital, donde se expulsan los óvulos.</i>
<i>La fecundación es cruzada. El ciclo vital de los trematodos implica la presencia de uno o varios huéspedes. El huésped primario, del parásito adulto es casi siempre un vertebrado.</i>

**Clasificación Clase Trematoda.** Subclase Digenea. En el ciclo vital intervienen de dos a cuatro huéspedes; el del adulto es el **huésped primario**; los otros (pueden ser uno a tres) de las muchas fases de desarrollo del parásito, se denominan **huéspedes intermediarios**. Un molusco es el primer portador y un vertebrado, es el definitivo.

Subclase Digenea. Con ventosa oral y ventral (**acetábulo**). *Schistosoma*, *Fasciola*, *Microphallus* y *Opisthorchis*.

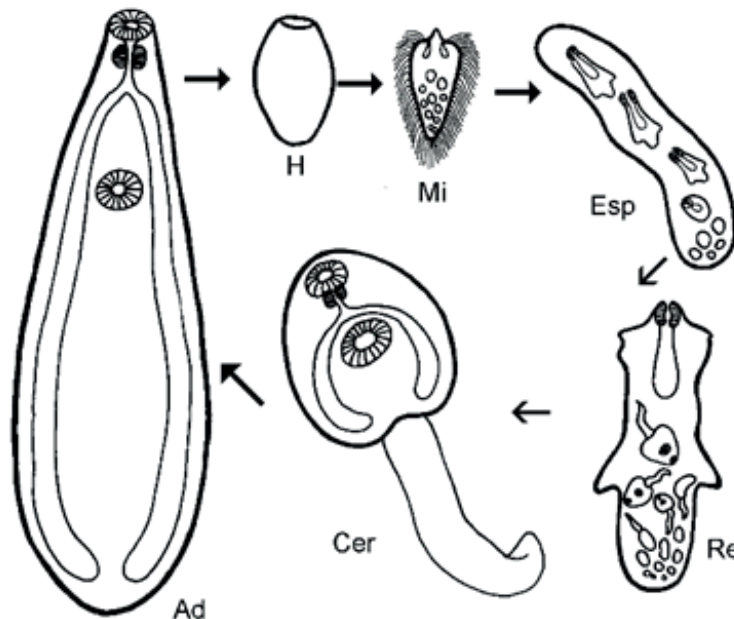
**Trematodos parásitos.**

**Fasciolosis.** Agente etiológico *Fasciola hepatica* es un parásito aplanado en for-

ma de hoja, de apariencia carnosa y color café claro, con extremo anterior saliente en forma de cono (Figs. 2.12-2.14). Mide de 2 a 3 cm de largo y aproximadamente 1 cm de ancho, en la parte anterior presenta dos ventosas. Son hermafroditas y los órganos genitales masculino y femenino están muy desarrollados, ramificados y poseen un orificio o poro genital cercano a la ventosa ventral. El aparato digestivo consiste en faringe, esófago y el ciego dividido en dos tubos ramificados (Brusca y Brusca, 2005). El ciclo de vida de la fasciola hepática se indica en las figuras 2.15 y 2.16.

**Figura 2.16**

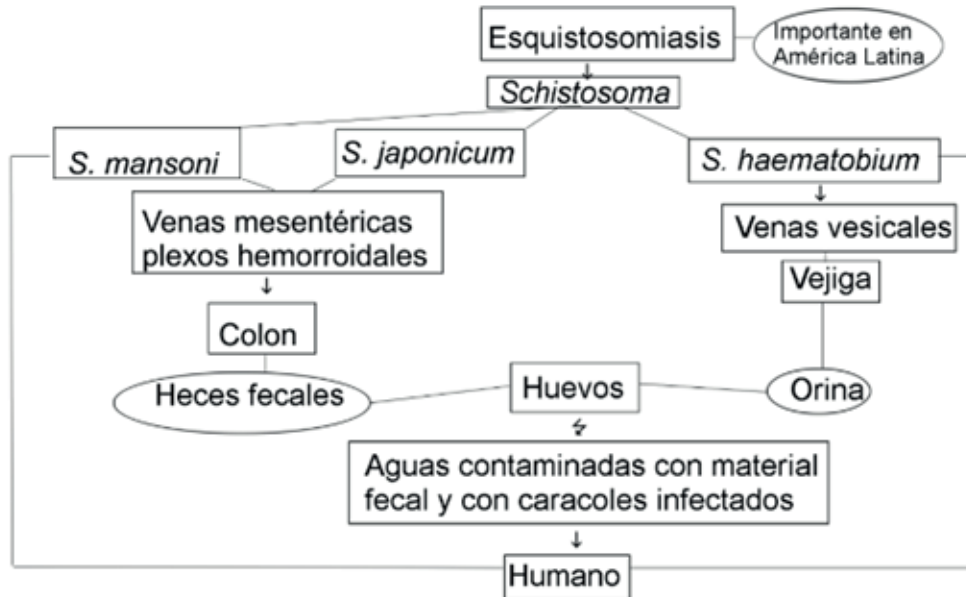
Estadios del ciclo de vida de fasciola hepática. Ad: adulto, Cer: cercarí, Esp: esporocisto, H: huevo, Mi: miracidio, Re: redia.



**Nota.** Redibujado de Buchsbaum (1938).

**Figura 2.17**

Esquema del ciclo de vida de la esquistosomiasis.



**Esquistosomiasis:** agentes etiológicos: las tres especies principales de *Schistosoma* parásitos del humano son: *S. mansoni*, *S. haematobium* y *S. japonicum*. En la figura 2.17 se indica su ciclo de vida.

### **Clase Cestoda**

Nombre común: tenias. Todos **parásitos**.  
Tamaño: 1 mm a 25 m.

Regiones del cuerpo de la tenia: escólex (con órganos de fijación), cuello (origina cadena de segmentos), estróbilo (formado por segmentos con diferente grado de maduración) (García-Prieto *et al.*, 2014).

Los cestodos son parásitos aplanados, compuestos por un órgano de fijación llamado escólex (Fig. 2.19) y un cuerpo o estróbilo constituido por segmentos, llamados **proglótides** (Fig. 2.18), que tienen independencia morfológica y fisiológica.

El **escólex** que es más pequeño que el resto del cuerpo, también llamado cabeza, actúa como órgano fijador que posee ventosas o ganchos, y en cuyo extremo posterior o cuello se forman los proglótides nuevos.

La presencia o no de los ganchos y el número y forma de las ventosas (botrios), son características diferenciales de cada especie. Con sistemas reproductor, nervioso y excretor por segmento (proglótido). El número de proglótides como el largo del parásito varían ampliamente, que puede ser de pocos centímetros a 10 metros. La forma, tamaño y características morfológicas de los proglótides, sirven para diferenciar las distintas especies.

Reproducción (Fig. 2.18). Todos hermafroditas, con órganos sexuales masculinos (testículos, vaso deferente, vesícula seminal, cirro) y femeninos (ovario, oviducto, útero, vagina, glándulas de

Mehlis y vitelógenas) por segmento maduro. Los proglótides son más jóvenes en cuanto más cerca estén del escólex. Los últimos proglótides son **grávidos**, con el útero lleno de huevos. En algunas especies estos proglótides se desprenden en el intestino y salen al exterior, son musculados y pueden tener movimiento propio; al desintegrarse en el medio externo liberan gran cantidad de huevos infectantes. En otros no sucede esto, sino que los huevos salen a través de un poro genital al intestino y se mezclan con la materia fecal.

Los cestodos no poseen sistemas digestivo ni circulatorio, por consiguiente, las funciones de nutrición las hacen por absorción directa de los materiales digeridos que se encuentran en el intestino del huésped. Viven adheridos a la pared intestinal por el escólex. Se consigue una eliminación completa del parásito, únicamente, cuando este escólex se ha desprendido y ha sido eliminado del organismo; de otro modo continuará el crecimiento a partir de nuevos proglótides formados en la parte delgada del cuello. Algunos tienen ciclos de vida relativamente complejos, en los que intervienen huéspedes intermediarios, mientras que otros pueden transmitirse directamente de persona a persona por ingestión de huevos.

**Clasificación Clase Cestoda.** Subclase Eucestoda. Tenias con escólex, cuello y estróbilo, el primer estadio larvario: oncosfera o larva hexacanto tiene seis ganchos (Fig. 2.19). *Diphyllobothrium*, *Dipylidium*, *Hymenolepis* y *Taenia*.

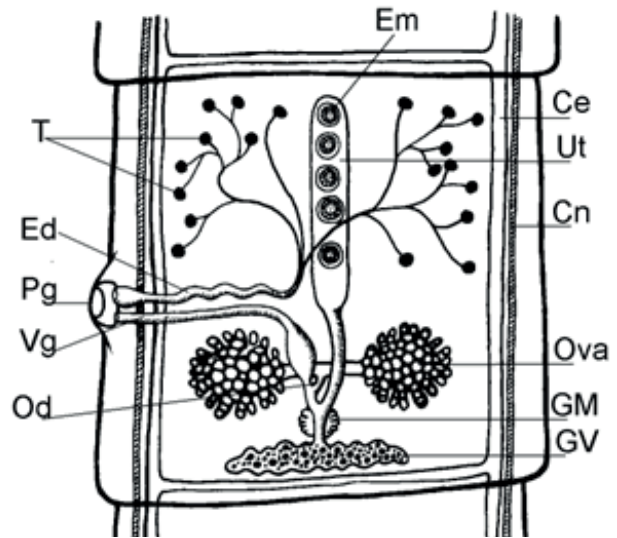
**Teniasis por *Taenia saginata* y *Taenia solium*.** Presentan distribución geográfica

amplia, principalmente *Taenia saginata*, por ser parásitos de fácil observación, fueron reconocidos desde la antigüedad, tanto en su forma adulta como en la etapa larvaria (Botero y Restrepo, 1992).

*Taenia solium* (Fig. 2.19) y *T. saginata* (Figs. 2.18 y 2.20) viven en el **intestino delgado**, principalmente yeyuno, adheridas por el escólex (Fig. 2.19). los huevos presentan en su interior el embrión **hexacanto u oncosfera**, con tres pares de ganchos (Fig. 2.19). Los huevos inmaduros están rodeados de una membrana transparente de dos a tres veces su diámetro. Estos huevos son iguales morfológicamente para las dos especies. En la tabla 2.4 se establecen las principales diferencias entre estas tenias.

**Figura 2.18**

*Proglótide de cestodo Taenia saginata.* Ce: canal excretor, Cn: cordón nervioso, Ed: espermiducto, Em: embrión, GM: glándula de Mehlis, GV: glándula vitelógena, OD: oviducto, Ova: ovario, Pg: poro genital, T: testículos, Ut: útero, Vg: vagina.



**Nota.** Redibujado de Buchsbaum (1938).

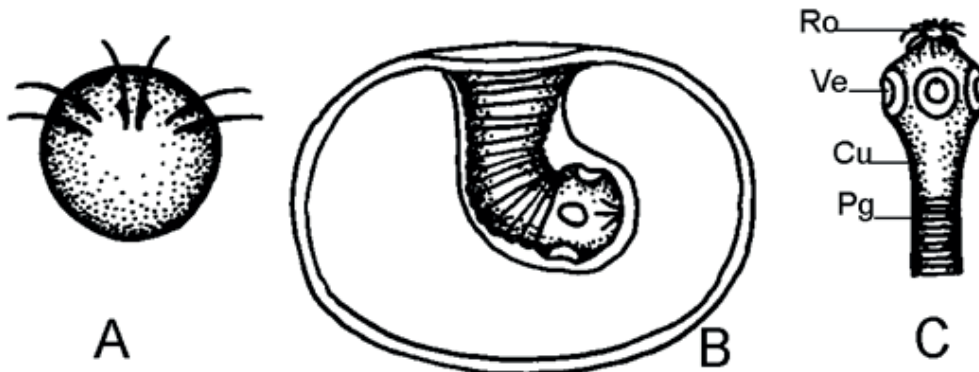
**Tabla 2.4**

*Diferencias conspicuas de las dos especies de tenias que afectan humanos.*

Parásito	<i>Taenia solium</i>	<i>T. saginata</i>
Escólex	4 ventosas, rostelo con corona de ganchos	4 ventosas, sin rostelo ni ganchos
Tamaño/ número de proglótidos	5 m/ hasta 1000	10 m/ hasta 2000
Cisticercosis	Si produce	No produce
Huésped intermedio	Cerdo	Animales vacunos

**Figura 2.19**

*Taenia solium*, **A.** hexacanto: embrión con seis espinas. **B.** Vesícula del verme. **C.** escólex armado del adulto. Cu: cuello, Pg: proglótide inmaduro, Ro: róstelo, Ve: ventosa.



**Nota.** Redibujado de Buchsbaum (1938).

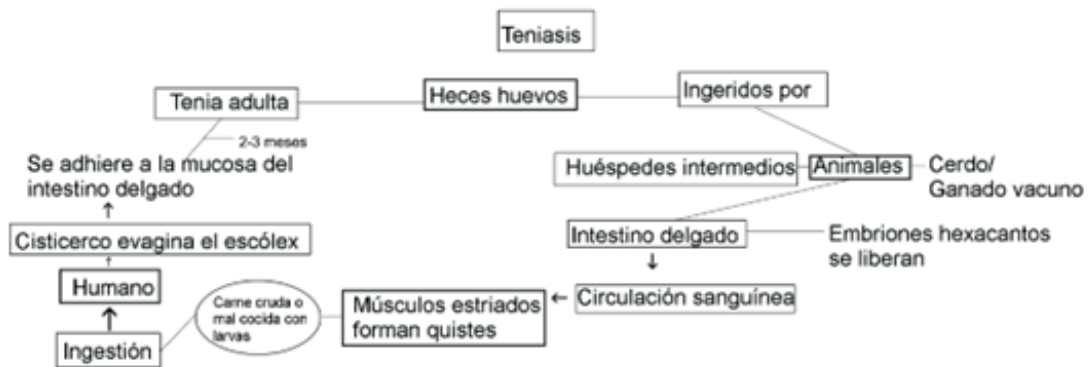
**Figura 2.20**

*Taenia saginata*.



**Figura 2.21**

Ciclo de vida de las tenias que parasitan humanos.



**Ciclos de vida.** Los ciclos de vida de las especies que parasitan humanos se indican en la figura 2.21. Para *T. solium* el huésped intermediario es el cerdo. El humano también puede ser huésped intermediario y sufrir la cisticercosis. El cisticerco de *T. solium* es ovalado, mide 5 mm de ancho y 10 mm de largo, posee un escólex invaginado con ventosas y ganchos. La cisticercosis en el humano depende de la víscera u órganos donde se sitúa, siendo la localización cerebral, una de las más graves (Botero y Restrepo, 1992).



La prevención se hace principalmente a dos niveles; general, relacionado con el control de carnes e individual, al hacer su adecuada cocción. Como en otras parasitosis intestinales, una medida preventiva general de gran importancia, es la adecuada eliminación de excretas humanas.

**La hidatidiasis.** Es la localización a nivel de los tejidos, de la larva del *Echinococcus granulosus*, siendo la forma más frecuente el quiste hidático del hígado.

**Platelmintos parásitos del hígado.** Peters *et al.* (2021) revisaron los parásitos del hígado que causan morbilidad y mortalidad, detallaron las características clínicas de parásitos hepáticos, su distribución geográfica mundial, huéspedes intermedios, huésped definitivo, período de incubación, tamaño del adulto, período prepatente, complicaciones, método de diagnóstico, tratamiento estándar. Incluyeron los cestodos: *Echinococcus granulosus* y *E. multilocularis*; y los trematodos, *Fasciola hepatica*, *F. gigantica*, *Clonorchis sinensis*, *Opisthorchis viverrini*, *O. felineus*, *Schistosoma mansoni*, *S. intercalatum*, *S. japonicum*, *S. mekongi*.

### Filogenia de los platelmintos

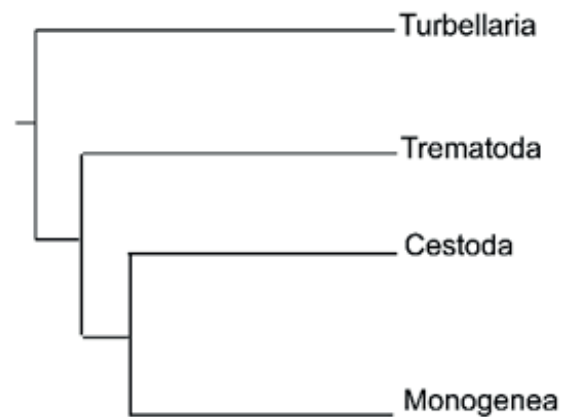
Monogeneos, trematodos y cestodos, todos parásitos e incluidos en el clado monofilético Neodermata por compartir el tegumento (neodermis) de origen de células mesenquimáticas.

Los cestodos y los monogeneos son grupos hermanos agrupados en el clado Cercomeromorpha, por la estructura cercómero: órgano adhesivo posterior, armado con ganchos (6-16) presente en las larvas de los dos grupos y también en los adultos monogeneos (Drago y Núñez, 2017).

Las relaciones filogenéticas entre las principales clases se resumen a continuación (Fig. 2.22).

### Figura 2.22

Cladograma de las clases de platelmintos, basado en datos morfológicos y moleculares.



**Nota.** Modificado de Negrete y Damborena (2017).

### Genes Fox y su papel en los platelmintos

Los genes **Fox**, son una superfamilia de factores de transcripción; en Metazoa, se expresan durante el desarrollo y controlan los procesos de diferenciación de células madre y poblaciones celulares específicas, ciclo celular y muerte celular; son factores clave durante el desarrollo embrionario y postembrionario, que implican, gastrulación, diferenciación y mantenimiento de tejidos, longevidad y regulación del sistema inmunológico. Proteínas Fox ha sido identificadas en los animales, Ctenophora, Placozoa, Porifera, Cnidaria, Echinodermata, He-

micordata, Cephalochordata y Chordata. Además, en *Drosophila melanogaster*, *C. elegans* y en la planaria de agua dulce *Schmidtea mediterránea*.

El papel de estos genes en las planarias es amplio, se descubrieron nuevas familias Fox en platelmintos, foxA(P) relacionada con el mantenimiento de la faringe y el tejido endodérmico; foxO, con el desarrollo de los ojos, regeneración del cerebro, desarrollo de la faringe, crecimiento, recambio tisular y muerte celular; foxN(P) se expresó en ramas cerebrales y células epidérmicas, FoxD3 se expresó en neuronas gabaérgicas. A partir del estudio de estos genes en los platelmintos, se conoció la familia FoxQD, también presente en otros metozoos menos en vertebrados y poríferos; sin embargo, falta dilucidar su papel en

el desarrollo de los animales y en el contexto evolutivo (Pascual-Carreras *et al.*, 2021).

### ***Papel de los factores Wnt en tenias***

El período de desarrollo homólogo entre la metamorfosis larvaria en tenias y el desarrollo embrionario tardío en planarias esta relacionado con la conservación de la expresión génica de los factores **Wnt** y su activación e inhibición diferencial durante estos procesos. Por otra parte, se sustenta el escólex como extremo anterior de las tenias y se plantea la regulación positiva de los inhibidores de genes Wnt como mecanismo para la reproducción asexual única de larvas de *Echinococcus multilocularis* dentro del huésped mamífero (Koziol *et al.*, 2016).

## ***Resumen estratégico de platelmintos***

En la tabla 2.5 se presenta un cuadro comparativo entre las tres clases de platelmintos más comunes, rhabditóforos, cestodos y trematodos.

**Tabla 2.5**

*Comparación de las tres clases de platelmintos, más comunes.*

	<b><i>Rhabditophora Tricladida</i></b>	<b><i>Cestoda</i></b>	<b><i>Trematoda</i></b>
<i>Ejemplo</i>	<i>Planaria</i>	<i>Tenia</i>	<i>Duela</i>
<i>Tamaño</i>	<i>10mm- 60cm</i>	<i>1mm-25m</i>	<i>1m-7m</i>
<i>Vida libre/parásitos</i>	<i>Vida libre</i>	<i>Parásitos (intestino delgado)</i>	<i>Parásitos (hígado)</i>
<i>Epidermis/tegumento</i>	<i>Epidermis ciliada</i>	<i>Neodermis: tegumento con prolongaciones mesenquimáticas</i>	<i>Neodermis: tegumento con prolongaciones mesenquimáticas</i>
<i>Característica distintiva</i>	<i>Desplazamiento por cilios</i>	<i>Cuerpo en forma de cinta. Escólex con ganchos y ventosas para adherirse al huésped</i>	<i>Ventosa: oral y ventral (acetábulo)</i>
<i>Respiración</i>	<i>Cutánea (epidermis)</i>	<i>Cutánea (neodermis)</i>	<i>Cutánea (neodermis)</i>
<i>Sistema digestivo</i>	<i>Incompleto, intestino ramificado</i>	<i>Absorción a través del tegumento. Sin sist. Digestivo</i>	<i>Incompleto, cavidad gastrovascular desarrollada</i>
<i>Sistema excretor</i>	<i>Protonefridios</i>	<i>Protonefridios</i>	<i>Protonefridios</i>
<i>Sistema reproductor</i>	<i>Hermatroditas, fecundación cruzada. Asexual por fragmentación</i>	<i>Hermatroditas</i>	<i>Hermatroditas, fecundación cruzada</i>
<i>Desarrollo directo/indirecto</i>	<i>Directo</i>	<i>Indirecto con huéspedes intermedios</i>	<i>Indirecto con huéspedes intermedios</i>
<i>Sistema nervioso</i>	<i>Ganglio cerebral y cordones nerviosos</i>	<i>Ganglio cerebral y cordones nerviosos</i>	<i>Ganglio cerebral y cordones nerviosos</i>
<i>Órganos de los sentidos</i>	<i>Ocelos, copa pigmentaria, quimiorreceptores localización cefálica</i>	<i>Ausentes</i>	<i>Ausentes en adultos, en larvas miracidio o cercarías algunos con fotorreceptores</i>

## Sabías que

---

Los policládidos hacen parte de la epifauna béntica de sustratos marinos, estos son estudiados en el Caribe de Centro América (Rawlinson, 2008).

Los platelmintos contienen pocos genes homeobox del tipo Antenapedia; si presentan relación con genes presentes en *Caenorhabditis elegans*, de *Xenopus laevis* y NK de *Drosophila melanogaster* (Oliver *et al.*, 1992).

Se determinó el genoma mitocondrial del platelminto monogéneo *Mazocraeoides gonialosae* parásito de las branquias del pez *Konosirus punctatus*, con 12 genes codificantes de proteínas (Kim *et al.*, 2020).

Los platelmintos policládidos secuestran varios metabolitos secundarios sintetizados por sus presas, algunos son alcaloides con efectos citotóxicos y anticancerígenos. Por otra parte, la familia Planoceridae sintetiza la neurotoxina (TTX), la cual contribuye a su defensa y a cazar con éxito sus presas (McNab *et al.*, 2021).

*Macrostomum lignano* platelminto de vida libre puede regenerar casi todo su cuerpo, esto por la presencia de células madre o “neoblastos”, su genoma y transcriptoma son conocidos (Wasik *et al.*, 2015).

Proceso de estrobilación en cestodos y sus mecanismos y regulación molecular (Paludo *et al.*, 2020).

*Echinostoma caproni*, duela intestinal del ratón constituye un modelo experimental para determinar los factores que determinan la resistencia a la infección intestinal (Álvarez-Izquierdo *et al.*, 2020).

Las planarias son un modelo para el estudio de problemas relacionados con la regeneración, biología de las células madre, patrones de expresión génica y evolución (Fincher *et al.*, 2018).

### ***Ejercicio Platelminos***

---

1. ¿Cuáles son los caracteres derivados de los platelmintos?
2. ¿Cuál es la diferencia entre los grupos parásitos y los rhabditóforos respecto a la estructura de su pared corporal? ¿Por qué esta diferencia?
3. Describa el sistema nervioso de los rhabditóforos ¿Qué ventajas representa el hecho de la ubicación anterior del ganglio cerebroide?
4. ¿Cómo son los ocelos de los rhabditóforos?
5. ¿Por qué los platelmintos desarrollaron un sistema excretor?
6. Elabore un dibujo del escólex de *T. solium* y de *T. saginata*, rotule sus partes.
7. ¿Cuáles son las diferencias claves entre las clases de platelmintos y qué ventajas les permiten estas adquisiciones?
8. ¿Cómo podemos adquirir las tenias? ¿Qué cuidados debemos tener para no padecer de esta teniasis?

## Lecturas recomendadas

- Parasitosis en una comunidad indígena del departamento del Cauca (Colombia) (Gaviria *et al.*, 2017)
- Tratamiento de parasitosis (Botero, 1983)
- Platelminfos de vida libre presentan el gen mitocondrial apt8 ausente en el taxón parásito Neodermata (Egger *et al.*, 2017)
- Tenia *Hymenolepis microstoma* y redes reguladoras durante la metamorfosis (Olso *et al.*, 2018)
- Identificación de quinasas en *Schistosoma mansoni* que pueden causar parálisis y muerte del parásito (Wang *et al.*, 2020)
- Parásitos cestodos de aves (Mariaux y Georgiev, 2020)
- Las triosafosfato isomerasas de *Taenia solium* y *Schistoma mansoni* para el desarrollo de vacunas y fármacos contra la cisticercosis y la esquistosomiasis (Jimenez *et al.*, 2020)
- Las planarias también hacen parte de la fauna acuática subterránea en los Alpes italianos y los Apeninos (Manenti *et al.*, 2018)

## Bibliografía

- Almón B, Pérez J, y Noreña C. (2017). Filo Platyhelminthes. En R. Bañón (Ed.), *Inventario de la biodiversidad marina de Galicia: Proyecto LEMGAL*. (pp. 205-213). Consellería do Mar, Xunta de Galicia.
- Alvarado Flores, J.; Arroyo Castro, J. L.; Chávez-Flores, L. y Marín-Chan, A. G. (2021). Spatial distribution overview of rotifers in the Yucatán peninsula, México. *Sustainable Environment*, 7(1). <https://doi.org/10.1080/23311843.2021.1879450>
- Álvarez-Izquierdo, M., Pérez-Crespo, M., Esteban, J.G., Muñoz-Antoli, C. y Toledo, R. (2020). Interleukin-25-mediated resistance against intestine trematodes does not depend on the generation of Th<sub>2</sub> responses. *Parasit Vectors*, 13(1), 608. <https://doi.org/10.1186/s13071-020-04467-7>
- Arcifa, M. S., de Souza, B. B., Morais-Junior, C. S. y Bruno, C. G. C. (2020). Functional groups of rotifers and an exotic species in a tropical shallow lake. *Scientific Reports*, 10(14698), 1-10. <https://doi.org/10.1038/s41598-020-71778-1>
- Barnes, R. D. (1986). *Zoología de los invertebrados*. Interamericana.
- Bastida, F., Eldridge, D. J., Abades, S., Alfaro, F. D., Gallardo, A., García-Velázquez, I., García, C., Hard, S. C., Pérez, C., Santos, F., Trivedi, P., Williams, M. y Delgado-Baquerizo, M. (2019). Climatic vulnerabilities and ecological preferences of soil invertebrates across biomes. *Molecular Ecology*, 29(4), 752-761. <https://doi.org/10.1111/mec.15299>
- Blommaert, J., Riss, S., Hecox-Lea, B., Mark Welch, D. B. y Stelzer, C. P. (2019). Small, but surprisingly repetitive genomes: transposon expansion and not polyploidy has driven a doubling in genome in a metazoan species complex. *BMC Genomics*, 20(466), 1-12. <https://doi.org/10.1186/s12864-019-5859-y>
- Botero, D. (1983). Guías para el tratamiento de parasitosis intestinales frecuentes en Colombia. *Biomédica* 3(4), 130-139.
- Botero, D. y Restrepo, M. (1992). *Parasitosis humanas*. Corporación para investigaciones biológicas CIB.
- Brand, J. N., Wiberg, R. A. W., Pjeta, R., Bertemes, P., Beisel, C., Ladurner, P. y Schärer, L. (2020). RNA-Seq of three free-living flatworm species suggests rapid evolution of reproduction-related genes. *BMC Genomics*, 21(462), 1-19. <https://doi.org/10.1186/s12864-020-06862-x>
- Bininda-Emonds, O. R. P. (2021). 18S rRNA variability maps reveal three highly divergent, conserved motifs within Rotifera. *BMC Ecology and Evolution*, 21(118), 1-18. <https://doi.org/10.1186/s12862-021-01845-2>
- Brusca, R. C. y Brusca, G. J. (2005). *Invertebrados* (2.<sup>a</sup> ed.). McGraw-Hill-Interamericana.
- Buchsbaum, R. (1938). *Animals without backbones. An introduction to the invertebrates*.
- Collins, J. J. (2017). Platyhelminthes. *Current Biology*, 27(7), 252-256. <https://doi.org/10.1016/j.cub.2017.02.016>
- Drago, F. B. y Núñez, V. (2017). Clase Monogenea. En F. B. Drago (Ed.), *Macroparásitos Diversidad Biológica*. (pp. 68-82). Editorial de la Universidad Nacional de La Plata.

- Egger, B., Bachmann, L. y Fromm, B. (2017). Atp8 is in the ground pattern of flatworm mitochondrial genomes. *BMC Genomics*, 18(414). 1-10. <https://doi.org/10.1186/s12864-017-3807-2>
- Egger, B., Lapraz, F., Tomiczek, B., Müller, S., Dessimoz, C., Girstmair, J., Škunca, N., Rawlinson, K. A., Cameron, C. B., Beli, E., Todaro, M. A., Gammoundi, M., Noreña, C. y Telford, M. J. (2015). A transcriptomic-phylogenomic analysis of the evolutionary relationships of flatworms. *Current Biology*, 25(10), 1347-1353. <https://doi.org/10.1016/j.cub.2015.03.034>
- Ferreira, K. D. C., Rodrigues, A. R. O., Cunha, J. M. y Domingues, M. V. (2018). Dactylogyrids (Platyhelminthes, Monogeneoidea) from the gills of *Hoplias malabaricus* (Characiformes: Erythrinidae) from coastal rivers of the Oriental Amazon Basin: species of *Urocleidoides* and *Constrictoanchoratus* n. gen. *Journal of Helminthology*, 92(3), 353-368. <https://doi.org/10.1017/S0022149X17000384>
- Fincher, C. T., Wurtzel, O., De Hoog, T., Kravarik, K. M. y Reddien, P. W. (2018). Cell type transcriptome atlas for the planarian *Schmidtea mediterranea*. *Science*, 360(6391), eaaq1736. <https://doi.org/10.1126/science.aaq1736>
- Folkers, M y Rombouts, T. (2020). Sponges Revealed: a synthesis of their overlooked ecological functions within aquatic ecosystems. In S. Jungblut, V. Liebich y M. Bode-Dalby (Eds.). *Youmares 9- The Oceans: Our Research, Our Future*. (pp. 181-193). Springer Open. [https://doi.org/10.1007/978-3-030-20389-4\\_9](https://doi.org/10.1007/978-3-030-20389-4_9)
- Fröblius, A. C. y Funch, P. (2017). Rotiferan Hox genes give new insights into the evolution of metazoan bodyplans. *Nature Communications*, 8(9). 1- 10. <https://doi.org/10.1038/s41467-017-00020-w>
- García-Hernández, R. (2019). Metodología del cultivo de rotífero (*Brachionus* spp.) en un criadero de rodaballo y ensayo de eficiencia de un biocida sobre cultivos experimentales de rotífero. [Tesis maestría], Universidad de Coruña.
- García, I., Muñoz, B., Aguirre, A., Polo, I., García, A. y Refoyo, P. (2009). Manual de laboratorio de Parasitología 9. Cestodos. *Reduca (Biología)*. Serie Parasitología, 2(5), 1-36.
- García-Prieto, L., Mendoza-Garfias, B. y Pérez-Ponce de León, G. (2014). Biodiversidad de Platyhelminthes in México. *Revista Mexicana de Biodiversidad*, 8, 164-170. <https://doi.org/10.7550/rmb.31756>
- Gaviria, L. M., Soscue, D., Campo-Polanco, L. F., Cardona-Arias, J. y Galván-Díaz, A. L. (2017). Prevalencia de parasitosis intestinal, anemia y desnutrición en niños de un resguardo indígena Nasa, Cauca, Colombia. *Revista Facultad Nacional de Salud Pública*, 35(3), 390-399. <https://doi.org/10.17533/udea.rfnsp.v35n3a09>
- Gribble, K. E. (2021). *Brachionus* rotifers as a model for investigating dietary and metabolic regulators of aging. *Nutritional and Health Aging*, 6(1), 1-15. <https://doi.org/10.3233/NHA-200104>
- Jimenez-Sandoval, P., Castro-Torres, E., González- González, R., Díaz-Quezada, C., Gurrola, M., Camacho-Manriquez, L., Leyva-Navarro, L. y Brieba, L. G. (2020). Crystal structures of triosephosphate isomerases from *Taenia solium* and *Schistosoma mansoni* provide insights for vaccine rationale and drug design against helminth parasites. *Plos Neglected Tropical Disease*. 14(1): e0007815. <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0007815>



- Kabeya, N., Fonseca, M. M., Ferrier, D. E. K., Navarro, J. C., Bay, L. K., Francis, D. S., Tocher, D. R., Castro, L. F. C. y Monroig, O. (2018). Genes for de novo biosynthesis of omega-3 polyunsaturated fatty acids are widespread in animals. *Science Advances*, 4(5), eaar6849. <https://doi.org/10.1126/sciadv.aar6849>
- Kim, J. H., Nam, U. H., Kim, H y Wang, I. (2020). The complete mitochondrial genome of *Mazocraeoides gonialosae* (Platyhelminthes: Monogenea) from dotte gizzard had, *Konosirus punctatus*. *Mitochondrial DNA Part B*, 5(2), 1570-1572. <https://doi.org/10.1080/23802359.2020.1742606>
- Koziol, U., Jarero, F., Olson, P. D. y Brehm, K. (2016). Comparative analysis of Wnt expression identifies a highly conserved developmental transition in flatworms. *BMC Biology*, 14(10), 1-16. <https://doi.org/10.1186/s12915-016-0233-x>
- Lee, B. Y., Kim, H. S., Hwang, D. S., Won, E. J., Choi, B. S., Choi, I. K., Park, H. G., Rhee, J. S. y Lee, J. S. (2015). Whole transcriptome analysis of the monogonont rotifer *Brachionus koreanus* provides molecular resources for developing biomarkers of carbohydrate metabolism. *Comparative Biochemistry and Physiology Part D: Genomics and Proteomics*, 14, 33-41.
- Ma, Z., Guo, H., Zhang, D., Hu, C. y Jiang, S. (2015). Food ingestion, consumption and selectivity of pompano, *Trachinotus ovatus* (Linnaeus 1758) under different rotifer densities. *Aquaculture Research*, 46(11), 2593-2603. <https://doi.org/10.1111/are.124134>
- Manenti, R., Barzaghi, B., Lana, E., Stochino, G. A., Manconi, R. y Lunghi, E. (2018). The stenoendemic cave-dwelling planarians (Platyhelminthes, Tricladida) of the Italian Alps and Apennines: conservation issues. *Journal for Nature Conservation*, 45, 90-97. <https://doi.org/10.1016/j.jnc.2018.08.001>
- Mariaux, J. y Georgiev, B. B. (2020). Cestode parasites (Neodermata, Platyhelminthes) from Malaysian birds, with description of five new species. *European Journal of Taxonomy*, 616, 1-35. <https://doi.org/10.5852/ejt.2020.616>
- McNab, J. M., Rodríguez, J., Karuso, P. y Williamson, J. E. (2021). Natural products flatworms. *Marine Drugs*, 19(2), 47. <https://doi.org/10.3390/md19020047>
- Negrete, L. y Damborenea, C. (2017). Phylum Platyhelminthes. En F. B. Drago (Ed.), *Macroparásitos Diversidad Biológica*. (pp. 21-35). Editorial de la Universidad Nacional de La Plata.
- Oliver, G., Vispo, M., Mailhos, A., Martínez, C., Sosa-Pineda B., Fielitz, W. y Ehrlich, R. (1992). Homeoboxes in flatworms. *Gene*, 121(2), 337-342. [https://doi.org/10.1016/0378-1119\(92\)90140-K](https://doi.org/10.1016/0378-1119(92)90140-K)
- Olso P. D., Zarowiecki M., James, K., Baile, A., Bartl, G., Burchell, P., Chellappoo, A., Jarero, F., Tan, L. Y., Holroyd, N. y Berri-man, M. (2018). Genome-wide transcriptome profiling and spatial expression analyses identify signals and switches of development in tapeworms. *EvoDevo*, 9(21), 1-29. <https://doi.org/10.1186/s13227-018-0110-5>
- Onandia, G., Maassen, S., Musseau, C. L., Berger, S. A., Olmo, C., Jeschke, J. M. y Lischeid, G. (2021). Key drivers structuring rotifer communities in ponds: insights into an agricultural landscape. *Journal of Plankton Research*, 43(3), 396-412. <https://doi.org/10.1093/plankt/fbab033>
- Paludo G. P., Thompson C. E., Miyamoto, K. N., Muniz Guedes, R. L., Zaha, A., de

- Vasconcelos, A. T. R. Cancela, M. y Ferreira, H. B. (2020). Cestode strobilation: prediction of developmental genes and pathways. *BMC Genomics*, 21(487), 1-16. <https://doi.org/10.1186/s12864-020-06878-3>
- Park, J. C., Choi, B. S., Kim, M. S., Shi, H., Zhou, B., Park, H. G., Lee J. S. (2020). The genome of the marine rotifer *Brachionus koreanus* sheds light on the antioxidative defense system in response to 2-ethyl-phenanthrene and piperonyl butoxide. *Aquatic Toxicology*, 221, 105443. <https://doi.org/10.1016/j.aquatox.2020.105443>
- Pascual-Carreras, E., Herrera-Úbeda, C., Rosselló, M., Coronel-Córdoba, P., García-Fernández, J., Saló, E. y Adell, T. (2021). Analysis of Fox genes in *Schmidtea mediterranea* reveals new families and a conserved role of Smed-foxO in controlling cell death. *Scientific Reports*, 11(2947), 1-18. <https://doi.org/10.1038/s41598-020-80627-0>
- Peters, L., Burkert, S. y Grüner, B. (2021). Parasites of the liver –epidemiology, diagnosis and clinical management in the European context. *Journal of Hepatology*, 75(1), 202-218. <https://doi.org/10.1016/j.jhep.2021.02.015>
- Phan, N. T., Duong, Q. H., Lowe, C. J., Tran-Nguyen, Q. A. y Trinh-Dang, M. (2021). The species diversity of tropical freshwater rotifers (Rotifera: Monogononta) in relation to environmental factors. *Water*, 13(9) 1156. <https://doi.org/10.3390/w13091156>
- Quian, F. P., Wen, X. L. & Xi, Y. L. (2021). Temporal variation of rotifer community in three climatic zones and their relationship with environmental factors. *Journal of Freshwater Ecology*, 36 (1), 217-234. <https://doi.org/10.1080/02705060.2021.1959428>
- Ramm, S. A, (2016). Exploring the sexual diversity of flatworms: ecology, evolution, and the molecular biology of reproduction. *Molecular Reproduction & Development*, 84, 120-131. <https://doi.org/10.1002/mrd.22669>
- Rawlinson, K. A. (2008). Biodiversity of coastal polyclad flatworm assemblages in the wider Caribbean. *Marine Biology*, 153, 769-778. <https://doi.org/10.1007/s00227-007-0845-3>
- Sarma, S. S. S., Jiménez-Santos, M. A. y Nandini, S. (2021). Rotifer species diversity in Mexico: an updated checklist. *Diversity*, 13(7), 291. <https://doi.org/10.3390/d13070291>
- Singh, P., Ballmer, D. N., Laubscher, M. y Schärer, L. (2020). Successful mating and hybridization in two closely related flatworm species despite significant differences in reproductive morphology and behavior. *Scientific Reports*, 10(12830), 1-16. <https://doi.org/10.1038/s41598-020-69767-5>
- Vu, N. U., Pham, T. H., Huynh, P. V. y Huynh, T. G. (2021). Importance of the freshwater rotifer *Brachionus angularis* for improved survival rate of early life-history stages of pangasius catfish, *Pangasianodon hypophthalmus*. *Aquaculture Research*, 52(2), 783-792. <https://doi.org/10.1111/are.14934>
- Wang J., Paz C., Padalino G., Coghlan A., Lu Z., Gradinaru I., Collins J. N. R., Berriman M., Hoffmann K. y Collins, J. J. (2020). Large-scale RNAi screening uncovers therapeutic targets in the parasite *Schistosoma mansoni*. *Science*, 369(6511), 1649-1653. <https://doi.org/10.1126/science.abb7699>

Wasik, K., Gurtowski, J., Zhou, X., Ramos, O. M., Delás, M. J., Battistoni, G., Demerdash, O. E., Falciatori, I., Vizoso, D. B., Smith, A. D., Ladurner, P., Schärer, L., McCombie, W. R., Hannon, G. J. y Schatz, M. (2015). Genome and transcriptome of the regeneration-competent flatworm, *Macrostomum lignano*. PNAS, 112(40), 12463. <https://doi.org/10.1073/pnas.1516718112>

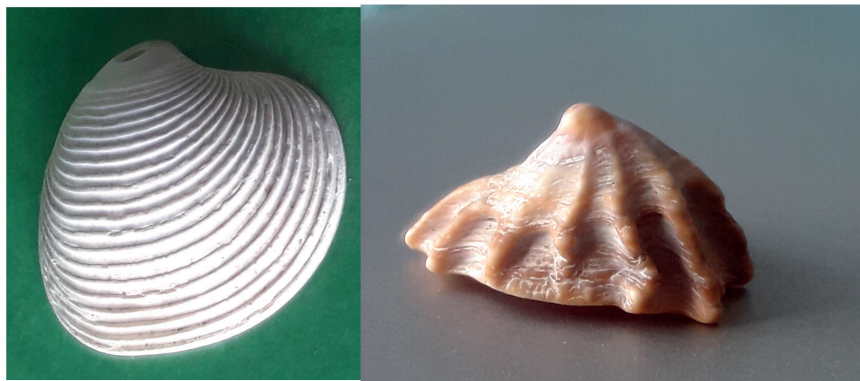
Wendt, G. R., Collins, J. N. R., Pei, J., Pearson, M. S., Bennett, H. M., Loukas, A., Berriman, M., Grishin, N. V. y Collins, J. J.

(2018). Flatworm-specific transcriptional regulators promote the specification of tegumental progenitors in *Schistosoma mansoni*. eLife, 7, e33221. <https://doi.org/10.7554/eLife.33221>

Zadesenets, K. S., Jetybayev, I. Y., Schärer, L. y Rubtsov, N. B. (2020). Genome and karyotype reorganization after whole genome duplication in free-living flatworms of the genus *Macrostomum*. Molecular Sciences, 21(2), 680. <https://doi.org/10.3390/ijms21020680>

**Tercera Unidad:**  
Moluscos

---



## **Propósitos**

- Realice una clasificación taxonómica mínimo, hasta el nivel de clase del filo moluscos.
- Reconozca la importancia económica de los moluscos.
- Señale las sinapomorfias del filo en cada una de las clases y precise las autopomorfias de la clase cefalópoda.

## **Competencias**

- Registra la importancia de los moluscos.
- Señala la estructura del plan general de un molusco en los diferentes ejemplares del grupo .
- Identifica en el caracol terrestre las sinapomorfias del filo moluscos.
- Indica las estructuras morfológicas internas y externas del caracol terrestre.
- Diferencia el caracol terrestre y el caracol marino, teniendo en cuenta su morfología interna y externa y sus características exclusivas.
- Identifica las principales características morfológicas de cada una de las clases de moluscos.
- Reconoce los moluscos de importancia económica.
- Reconoce las sinapomorfias del filo y las apomorfias de los Cefalópodos.
- Compara y diferencia un ejemplar de cada una de las clases más representativas del filo moluscos.

## Introducción

Se presentan las características generales de los moluscos y su plan corporal. Para ilustrar la morfología externa e interna con más detalle, se toma como modelo al caracol terrestre y posteriormente se presenta la información relacionada con cada una de las clases de los moluscos, sus características más relevantes y acercamiento taxonómico, se profundiza

en los Gasteropoda y Cephalapoda, con temáticas particulares sobre el origen y evolución de los gastrópodos y los cambios en la concha de los cefalópodos, finalmente, se presenta un resumen estratégico que incluye la comparación de la morfología externa e interna de cuatro moluscos de diferentes clases.

### 3.1 Moluscos

#### Competencias:

- Registra la importancia de los moluscos.
- Señala la estructura del plan general de un molusco en los diferentes ejemplares del grupo.

#### Importancia de los moluscos

La importancia de los moluscos abarca varios aspectos: 1) como fuente de alimento: extracción artesanal e industrial, cultivos bivalvos y otros, 2) vectores de enfermedades, 3) papel que juegan en las redes tróficas como parte integral de las comunidades pelágicas marinas, neríticas, bentónicas y planctónicas, 4) en estudios médicos y de ingeniería biológica: expresión de genes relacionados con cáncer, 5) en el comercio mundial de cefalópodos, los principales países exportadores de cefalópodos son, China y Marruecos relacionados con pulpos, China, Perú e India, referente a los calamares y sepias, 6) en la investigación de bioadhesivos, como los sintetizados por el mejillón, con proteínas adhesivas ricas en Dopa (Castillo-Rodríguez, 2014, FAO 2018, Guo *et al.*, 2020, Lemer *et al.*, 2019, PNUD, 2014).

Por otra parte, las ostras cumplen un papel importante en los ecosistemas estuarinos y costas de los océanos de todo el mundo en la mitigación de la turbidez y mejora de la calidad del agua, son capaces de tolerar fluctuaciones de temperatura y salinidad, además de resistir microbios encontrados en su alimentación por filtración, además las ostras comestibles son de las especies de moluscos más cultivadas en el mundo (Powllet *et al.*, 2018).

Muchas especies de bivalvos presentan quimiosimbiosis con bacterias que les proporcionan nutrientes y protección ante el estrés químico en ambientes óxicos-anóxicos, a su vez, las bacterias alojadas en las branquias, reciben un ambiente protector y adecuado. Esta asociación facilita al bivalvo la colonización de otros nichos pobres en nutrientes, probablemente con menos competencia por los recursos, lo que finalmente puede contribuir al éxito ecológico y evolutivo (McCuaig *et al.*, 2020). La integración genómica/metabólica entre el bivalvo *Archivesica marissinica* (Vesicomomyidae) y su simbiote bacteriano muestran coevolución, sustentada en la

complementariedad metabólica basada en la quimiosíntesis (Ip *et al.*, 2021).

En la Costa Pacífica de Colombia, especialmente en Nariño, son muy apreciados y comercializados en la gastronomía los bivalvos, se destacan, el ostión, *Ostrea corteziensis*, cuyos juveniles se encuentran en Bahía de Málaga, y en Tumaco la **piangua**, con las especies, *Anadara tuberculosa*, *Anadara grandis* y *Anadara similis*. Entre los cefalópodos, se consumen el calamar, género *Loligo* y pulpos (Lemos y Del Castillo, 1988). La especie *A. tuberculosa* se encuentra amenazada y por tal motivo se establece como talla mínima para captura en 5 cm, y también cuenta con estrategias de conservación (Delgado *et al.*, 2010).

Un lamelibranquio es el que produce las perlas, resultado de concreción de sales de calcio, dispuestas en finísimas capas, formadas en el transcurso de muchos años cuando penetra un cuerpo extraño en el molusco y se ubica entre la concha y el manto. Su formación constituye una reacción defensiva para aislar dicho cuerpo, el cual puede ser un finísimo grano de arena o un diminuto nematodo (Lemos y Del Castillo, 1988).

En la familia Ptéridos, se encuentra incluida la **madreperla** u “ostra perlífera” *Pteria margaritifera*, la cual habita en las costas del Pacífico y que, aunque no es el único molusco que produce perlas, si son las suyas las de mejor calidad y valor. Por su parte, *P. martensis*, más pequeña que la anterior, habita las costas del Japón y es la empleada en la producción de perlas cultivadas. Vale decir que el valor de una perla depende de varias circunstancias: tamaño, forma y brillo, que en joyería se conoce con el nombre de

oriente. El oriente depende del grueso de las laminillas que forman la perla.

Algunas especies son productoras de perlas de escaso valor, en este aspecto es conocida *Margaritana margaritifera*, familia uniónidos, denominada vulgarmente “ostra perlífera de agua dulce”.

### **Organismos Modelo**

Klein *et al.* (2019) revisan las especies de moluscos que han servido como organismos modelo en diferentes áreas de investigación que incluyen: filogenómica, ecología, acuicultura, biomineralización, microbiomico (microbioma de un individuo o especie), y salud.

El gasterópodo *Chrysomallon squamiferum* y el bivalvo *Mytilus coruscus*, caracterizados por su alta heterocigosidad, fueron planteados como especies modelo, a través del conocimiento de su genoma (Sun *et al.*, 2021).

### **Modelos para la neurociencia**

Los calamares, *Alloteuthis subulata*, *Loligo pealei*, *L. forbesi*, *Sepioteuthis lessoniana* y *Watasenia scintillans*, pulpos, *Octopus*, y *Aplysia californica* (Aplysiidae) son modelos para la investigación en neurociencia (Abbott *et al.*, 2012, Györi *et al.*, 2021).

### **Características del filo Mollusca**

Los moluscos son animales de cuerpo blando, **celomados**, sin metámeros, simetría bilateral, respiración **branquial** (en los marinos) o **pulmonar** (terrestres), generalmente elaboran una concha calcárea. Distribuidos ampliamente en hábitats marinos, de agua dulce y terrestre, pero son más abundantes en los primeros.

Las sinapomorfias del filo Mollusca son: rádula, manto y pie (Fig. 3.1). Sistema nervioso único y branquias pectinadas. Buena parte de los fósiles de los moluscos datan del Cámbrico (520-505 Millones de años) (ver Anexo 1) (Castillo-Rodríguez, 2014).

Los moluscos presentan tres características distintivas: 1) El manto, cubierta uniforme de epitelio, que recubre la superficie del cuerpo y en su extremo anterior forma la **cavidad del manto**, además el manto secreta espículas y la concha calcárea. 2) El pie superficie ventral muscular plana, sirve como órgano de locomoción o excavación, puede estar reducido a una quilla estrecha en Solenogastres o desaparecer en Caudofoveates. 3) Rádula formada por disposición de varias filas de dientes quitinosos en el epitelio ventral del esófago, útil en la alimentación, en los Lamelibranquios no existe rádula ni mandíbulas (Dirigirán, 2013).

Los primeros moluscos tuvieron un pie plano **reptante**, concha dorsal con forma de escudo y cabeza muy poco desarrollada. Como carácter plesiomórfico, se consideran las branquias alojadas en la cavidad del manto y la concha. Tales branquias están formadas por filamentos aplanados que se proyectan a ambos lados de un eje central (**bipectinadas**). Cada filamento posee cilios laterales, que crean la corriente de ventilación, y cilios frontales, que retiran las partículas extrañas. Es probable que los moluscos ancestrales hayan tenido varios pares de esas branquias localizadas en posición posterior en la cavidad del manto.

El **manto** generalmente se extiende protegiendo el cuerpo del animal, que puede **retrotraerse** dentro del él. Por consiguiente, entre el manto y el cuerpo

del animal existe una cavidad, denominada **paleal**, donde normalmente se abren los orificios excretores y se alojan las branquias.

La **concha** (Fig. 3.2, Tabla 3.1) es una formación dura constituida fundamentalmente por carbonato de calcio, algo de fosfato de calcio y una sustancia proteica la **conquiolina**. Esta constituida por tres capas: la externa o periostraco, formada por conquiolina, una capa intermedia u ostraco, que se compone de prismas de calcita dispuestos radialmente y la capa más interna o hipostraco, compuesta por argonita, que es lo que forma el nácar de algunas conchas.

Las conchas tienen un aspecto sumamente variado. Así en los Gasterópodos son únicas, al igual que en los escafópodos. En los Lamelibranquios son dos valvas generalmente iguales, unidas por una **charnela**, salvo en algunos casos, como en los pecten o conchas de peregrino. En los Anfineuros se componen de ocho valvas y en los Cefalópodos generalmente desaparece, salvo en el *Nautilus*, o se reduce a formaciones internas, aunque los antecesores, hoy extinguidos, poseían concha externa, como es el caso de los conocidos Ammonites (ver más adelante, Origen y evolución de los Gastropoda Fig. 3.16, Cefalópodos Fig. 3.24).

En los gasterópodos con concha se evidencia durante el desarrollo la **torsión** de 180° con respecto a la cabeza y el pie, la cual se manifiesta en la dirección en U que toma la masa visceral (Castillo-Rodríguez, 2014), (ver más adelante, Origen y evolución de los Gasteropoda, Figs. 3.17-3.19). En el aparato digestivo, debido a la torsión, el ano toma una posición anterior. En la boca desembocan las glándulas salivares y continúa en el

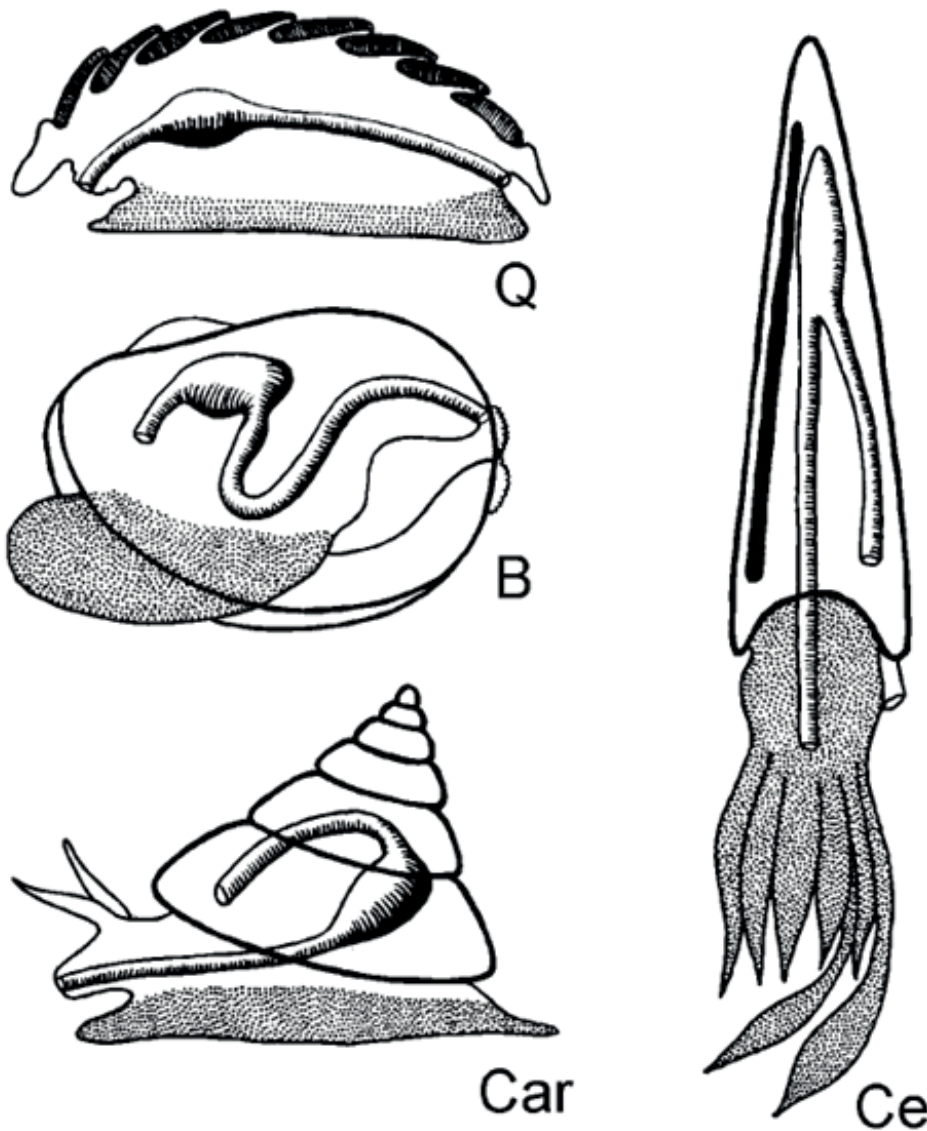


esófago y un estómago oval, en el que vierte el hepatopáncreas. A continuación, se encuentra el intestino, que termina en el recto, y éste en el ano.

El régimen alimenticio es muy variable, dada la variedad de sus adaptaciones y formas de vida. Unos son herbívoros, como los caracoles terrestres, otros cazadores, como los cefalópodos, algunos son sedentarios, como las ostras o los mejillones, nutriéndose de microorganismos que portan las aguas.

**Figura 3.1**

*Plan general de un molusco, se indica el tracto digestivo, el pie con punteado, y la concha con una línea negra gruesa. B: bivalvo, Car: caracol, Ce: cefalópodo, Q: quitón.*



**Nota.** Redibujado de Buchsbaum (1938).

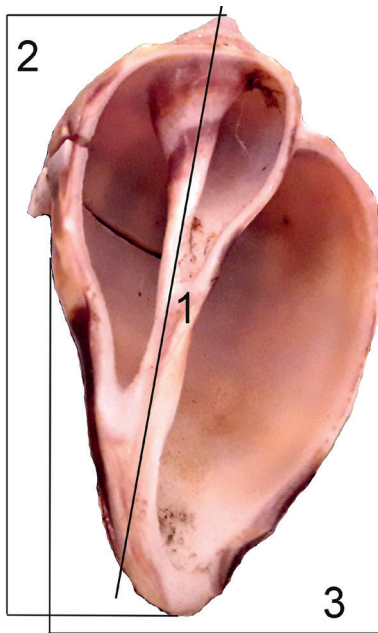
**Tabla 3.1**

Conchas de los Moluscos.

Conchas	Moluscos
Única	Caracoles, escafópodos, Nautilus
Dos valvas	Lamelibranchios o bivalvos
Ocho valvas	Anfineuros
Sin concha o interna modificada	Babosas, liebres de mar, pulpos, calamares

**Figura 3.2**

Morfometría de la concha del caracol. 1. Eje de la concha o columnilla, 2. Altura, 3. Diámetro.



La respiración acuática la realizan por **branquias**, las cuales están alojadas en la cavidad paleal, mientras que la respiración aérea se realiza en esta misma cavidad, pero transformada en una especie de **pulmón**. La **sangre** de los moluscos es generalmente **incolora**, aunque en algunos casos es rojiza por presencia de hemoglobina, o de tono azul, como en ciertos gasterópodos y cefalópodos,

cuya sangre adquiere esta tonalidad debido al pigmento hemocianina.

El sistema circulatorio es abierto. El **corazón** está situado en el dorso del pericardio y consta de un ventrículo y dos aurículas laterales. La sangre que pasa por el corazón es arterial, mientras que la sangre venosa proviene de las grandes lagunas viscerales y pasa al **riñón**, en donde deposita sus impurezas, de allí va a las branquias, sitio donde se oxigena y vierte luego a la aurícula.

El aparato excretor de los moluscos es un órgano pareado que se abre por un extremo en el pericardio, y por el otro en la cavidad paleal. Las paredes de este riñón están muy vascularizadas para facilitar el paso de la sangre venosa y depositar sus impurezas. Los productos nitrogenados de desasimilación que expele el riñón varían de unos grupos a otros: los cefalópodos expelen guanina, los lamelibranchios, urea.

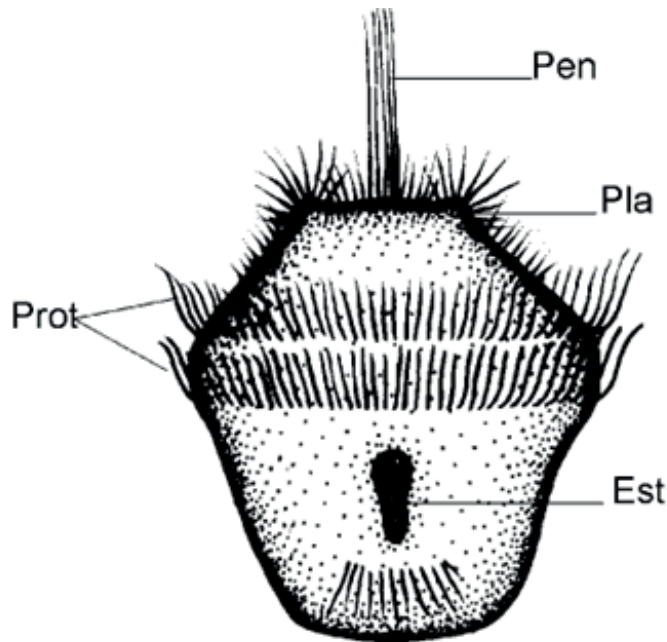
El **sistema nervioso** consta de varios ganglios. Un par de ellos supraesofágicos y reunidos por una comisura cerebral, se unen a otro par en posición infraesofágica. Ambos pares se encuentran situados en la cabeza cuando ésta diferenciada.

Existe un tercer par relacionado con el manto y el pie, unido a los anteriores por cordones nerviosos. Los órganos sensoriales son muy complejos, particularmente los ojos de cefalópodos, similares a los de los vertebrados (ver más adelante Cefalópodos Fig. 3.25).

Son generalmente unisexuales, aunque existen hermafroditas, como los caracoles y las babosas terrestres, con fecundación cruzada (ver más adelante Características del caracol terrestre Tabla 3.4, Fig. 3.7).

**Figura 3.3**

*Larva trocófora de gasterópodo. Est: estomodeo/blastoporo, Pla: placa apical, Pen: penacho apical, Prot: prototroca.*



**Nota.** Redibujado de Buchsbaum (1938).

En la mayoría de las clases de los moluscos la trocófora pasa al estado de larva **velígera** más altamente desarrollada, en la que el pie, la concha y otras estructuras hacen su aparición (ver más adelante, Origen y evolución de los Gasteropoda

El cigoto experimenta segmentación **espiral** típica. La boca y el estomodeo se derivan del extremo superior de la hendidura del blastoporo y el ano se forma como una nueva abertura (protostomados). La gástrula resultante se desarrolla con rapidez para constituir una larva **trocófora** libre nadadora. Una característica peculiar de la trocófora es la presencia de un anillo de células ciliadas, llamado **prototroco** (Fig. 3.3), éste circunda a la larva justo por encima de la boca.

Fig. 3.19). La metamorfosis tiene lugar al final de la vida larvaria, cuando el prototroco degenera y la larva desciende al fondo para adaptar el hábito bentónico del adulto.

## **Moluscos vs. xenobióticos y factores abióticos**

### **Respuesta ante xenobióticos**

Varios productos químicos como los EDC, metales o neonicotinoides afectan la homeostasis de los moluscos, alterando principalmente los procesos fisiológicos e incluso hasta la dinámica de las poblaciones, las afecciones dependen del químico como veremos a continuación.

Los químicos interruptores endocrinos (EDCs) en invertebrados moluscos, artrópodos y anélidos, alteran el equilibrio hormonal y el metabolismo de esteroides, relacionados con la reproducción y el desarrollo (Cuvillier-Hot & Lenoir, 2020).

Los mejillones expuestos a estímulos externos tales como *Vibrio* sp. y cobre, responden a nivel celular y molecular, principalmente con la activación del ácido itacónico, con actividad antimicrobiana y antiinflamatoria (Nguyen, 2020).

El impacto de los neonicotinoides en los moluscos terrestres, dulceacuícolas y marinos, esta relacionado con diferentes afecciones:

- Acumulación en los tejidos, modificación del comportamiento, relacionado con inhibición del movimiento.
- Fisiológico, inhibición de excitadores colinérgicos, cambios en la osmorregulación.
- Bioquímico, inhibición de la enzima colinesterasa, cambios en el metabolismo xenobiótico, cambios en la regulación de proteínas relacionadas con el movimiento, el calor y antioxidantes.

- Dinámica de las poblaciones, con aumentos poblacionales debido a la disminución de otras poblaciones, más vulnerables, y que actúan como predadoras o competidoras (Ewere *et al.*, 2021).

### **Respuesta ante factores abióticos**

Los moluscos marinos presentan cierto rango de tolerancia al calor, por esto cambios bruscos de temperatura ya sea por encima o debajo del punto de equilibrio, pueden alterar su metabolismo o influir en el estado de desarrollo o generar adaptaciones. En el abulón del Pacífico *Haliotis discus hannai*, el estrés por calor se ve reflejado en efectos a nivel del metabolismo mitocondrial (Xu *et al.*, 2020).

La ostra del Pacífico *Crassostrea gigas*, debe pasar de larva planctónica, de nado libre, a un juvenil, bentónico sésil, estos cambios de la metamorfosis al asentamiento, no solamente están regulados por proteomas, sino también por factores abióticos como la temperatura (Trigg *et al.*, 2020).

El caracol *Echinolittorina malaccana* presenta amplia tolerancia a las temperaturas altas (37 a 52°C), su adaptación se refleja, en varios procesos metabólicos, que se activan al elevarse la temperatura como son: disminución en la actividad cardíaca, suministro de ATP vía metabolismo anaerobio, cambios en los fosfolípidos, y cambios en las concentraciones de los osmolitos (glicina betaina, colina y carnitina) que generan protección del proteoma (Chen *et al.*, 2021).

### 3.2 Estudio del caracol terrestre de jardín

---

#### Competencias:

- Identifica en el caracol terrestre las sinapomorfias del filo moluscos
- Indica las estructuras morfológicas internas y externas del caracol terrestre
- Diferencia el caracol terrestre y el caracol marino, teniendo en cuenta su morfología interna y externa y sus características exclusivas

Con la finalidad de mecanizar todas las características morfológicas externas e internas de los moluscos, se tomará como ejemplo el caracol terrestre de jardín (Fig. 3.4), ampliamente conocido por todos y que recrea el plan general de los moluscos, esto con el objetivo de tener elementos conceptuales para comparar este grupo de gasterópodos con las otras clases que posteriormente se abordarán.

En primer lugar, se tienen en cuenta las regiones del caracol terrestre (Tabla 3.2), luego se presenta la morfología externa e interna en un resumen estratégico (Tablas 3.3 y 3.4), con las ilustraciones respectivas de cada uno de los sistemas (Figs. 3.5-3.7).

#### Características del caracol terrestre

Las características que los diferencia de los otros caracoles o moluscos, se indican con (\*), (Fig. 3.4).

- Cabeza definida con dos pares de tentáculos retráctiles, el par anterior termina en los ojos, el otro par con función olfativa.
- Cavity paleal, aloja el pulmón, ano y orificio excretor.
- **Epifragma o telo**, membrana que recubre la abertura de la concha cuando el caracol se retrae en la concha.
- **Hermafroditas: fecundación cruzada e interna.**
- **Desarrollo directo.**
  - Torsión durante el desarrollo de 180° con respecto a la cabeza y el pie.
  - Sistema nervioso con ganglio supraesofágico.
  - Sistema digestivo: boca: rádula, glándulas salivales, hepatopáncreas.
  - Sistema circulatorio: abierto, corazón dorsal (Aurícula/Ventrículo).

**Tabla 3.2**

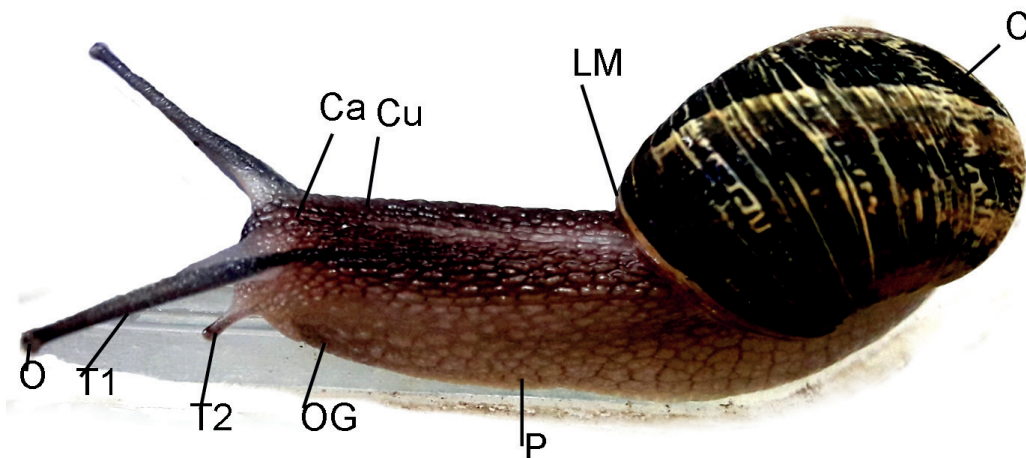
Regiones del caracol terrestre, posición y función de las mismas.

<b>Región corporal</b>	<b>Posición</b>	<b>Función</b>
Cabeza	Antero-superior	Órganos de los sentidos: ojos, estatocisto, gusto, tacto Boca: <b>rádula</b> , mandíbulas
*Lamelibranchios, sin cabeza		Boca sin: rádula, mandíbulas, si palpos labiales
<b>Manto</b> , epitelio especializado que cubre la masa visceral, segrega espículas o concha	Rodea el cuerpo, dorsal	Cavidad paleal, aloja órganos: branquias, pulmón, orificio excretor
<b>Pie</b> , ciliado ventral, con glándulas mucosas	Ventral	Locomoción
*Cefalópodos, pie transformado en tentáculos y brazos con ventosas		

### Morfología externa

**Figura 3.4**

Caracol terrestre. C: concha, Ca: cabeza, Cu: cuello, LM: lóbulo del manto, O: ojo, OG: orificio genital, P: pie, T1: tentáculo ocular, T2: tentáculo olfatorio.



**Tabla 3.3**

*Estructuras externas del caracol terrestre, indicadas en las figuras.*

<b>Estructura</b>	<b>Posición</b>	<b>Función</b>
<i>Boca: 4 labios y 1 mandíbula</i>	<i>Frontal inferior</i>	<i>Recibir alimentos</i>
<i>Orificio genital</i>	<i>Anterior, costado derecho</i>	<i>Salen los huevos</i>
<i>Ano</i>	<i>Costado derecho</i>	<i>Salen heces fecales</i>
<i>Orificio excretor</i>	<i>Costado derecho</i>	<i>Sale orina</i>
<i>Pneumostoma</i>	<i>Costado derecho</i>	<i>Entra aire al pulmón</i>

## Morfología interna

**Tabla 3.4**

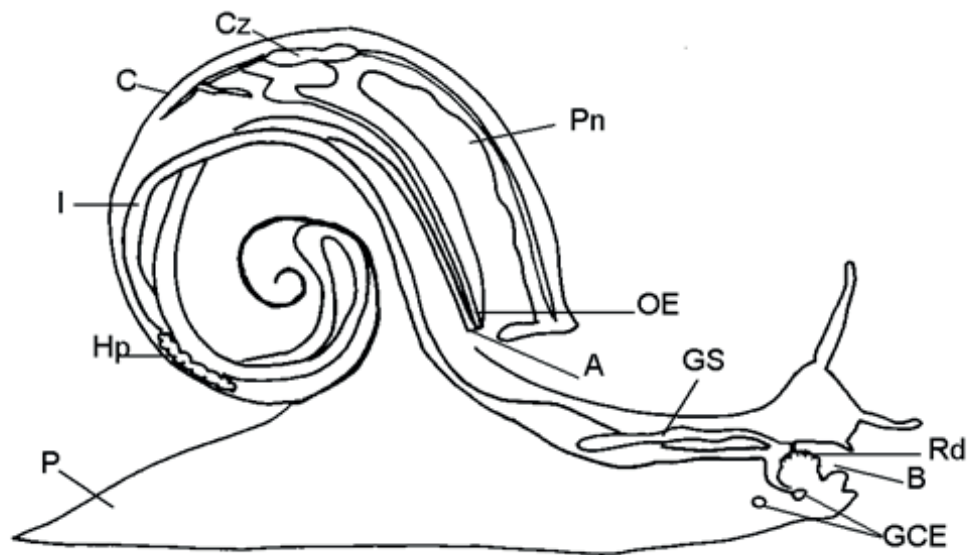
Morfología interna (sistemas) de un caracol terrestre.

<b>Sistemas</b>	<b>Posición</b>	<b>Función</b>
<i>Sistema respiratorio: pulmón (Figs. 3.5 y 3.6)</i>	<i>Sobre la cavidad paleal y asociado a la irrigación de los vasos del sistema circulatorio</i>	<i>Transporte de oxígeno</i>
<i>Sistema circulatorio abierto, corazón: aurícula, ventrículo (Fig. 3.6)</i>	<i>Sobre la cavidad paleal, en una cámara rodeada por una membrana</i>	<i>Pigmento hemocianina, transporte de oxígeno</i>
<i>Sistema digestivo: boca (glándulas salivares), faringe (rádula), esófago, estómago, intestino medio (hepatopáncreas), intestino terminal, recto, ano (Figs. 3.5 y 3.6)</i>	<i>Interior del caracol revestido por el manto</i>	<i>Nutrición</i>
<i>Sistema excretor, riñón u órgano de bojanus, finaliza orificio excretor (Fig. 3.6)</i>	<i>Interior de la cavidad paleal</i>	<i>Eliminación orina</i>
<i>Sistema reproductor: pene, receptáculo seminal, oviducto (glándula de la albúmina) (Fig. 3.7)</i>	<i>Interior del caracol revestido por el manto</i>	<i>Transferencia de espermatozoides, fecundación cruzada. Oviposición</i>
<i>Puesta, incubación y eclosión (Fig. 3.8)</i>	<i>En un hoyo que excavan con el pie, en el suelo</i>	<i>Tiempo de puesta: 20-40 h/ total de huevos 50-110/ huevos blancos y redondeados</i>
<i>Sistema nervioso: ganglio supraesofágico, cordón nervioso ventral (Fig. 3.6)</i>	<i>Collar esofágico y nervios ventrales</i>	<i>Inervar cabeza, retracción de tentáculos, movimiento de rádula, labios, mandíbula, faringe, retracción del cuerpo en la concha, movimiento del pie</i>
<b>Órganos de los sentidos (Fig. 3.4)</b>		
<i>Ojos</i>	<i>Tentáculos anteriores</i>	<i>Visión</i>
<i>Olfato</i>	<i>Tentáculos basales</i>	<i>Olfato</i>
<i>Otolito: otocisto</i>	<i>Próximos al collar esofágico</i>	<i>Equilibrio</i>
<i>Tacto</i>	<i>Tegumento, piel</i>	<i>Tacto</i>



**Figura 3.5**

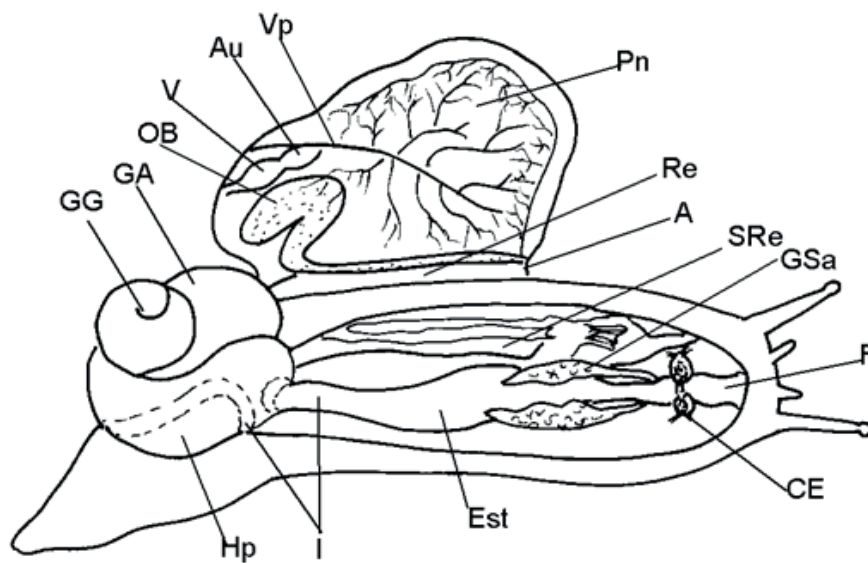
*Caracol terrestre, morfología interna, vista lateral. A: ano, B: boca, C: concha, Cz: corazón, GCE: ganglios del collar esofágico, GS: glándula salivar, Hp: hepatopáncreas, OE: orificio excretor, I: intestino, P: pie, Pn: pneumostoma, Rd: rádula.*



**Nota.** Redibujado de Viladevall (1983).

**Figura 3.6**

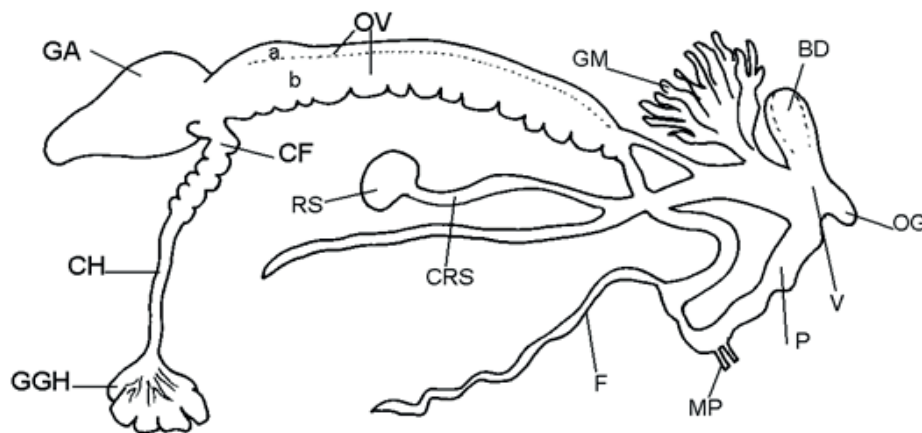
*Caracol terrestre, morfología interna, vista dorso-lateral. A: ano, Au: Aurícula, F: faringe, CE: ganglios esofágicos, Est: estómago, GA: glándula de la albúmina, GG: glándula genital, GSa: glándula salivar, Hp: hepatopáncreas, I: intestino, OB: órgano de bojanus (riñón), V: ventrículo, Vp: vena pulmonar, Pn: pneumostoma, Re: recto, SRe: sistema reproductor.*



**Nota.** Redibujado de Viladevall (1983).

**Figura 3.7**

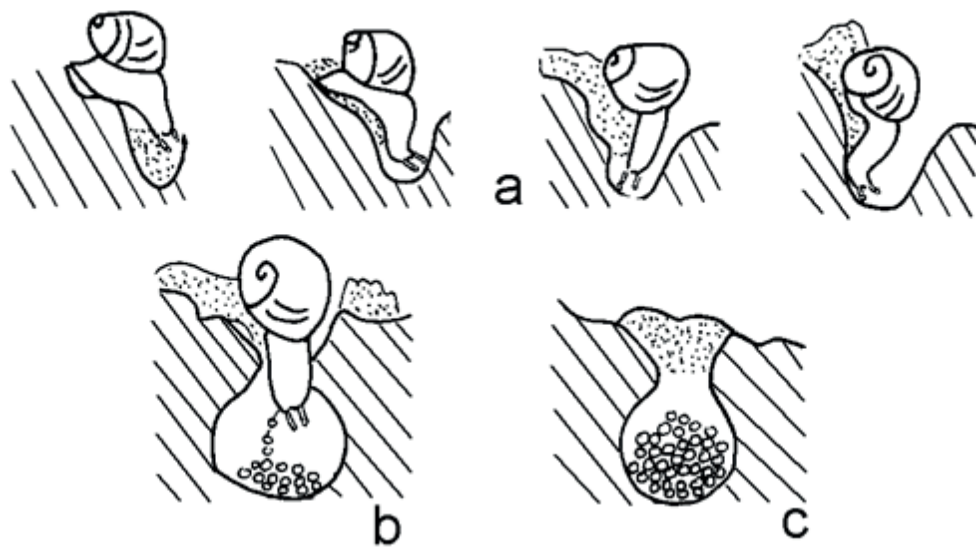
*Caracol terrestre, sistema reproductor. BD: bolsa del dardo, CF: cámara de fecundación, CRS: canal del receptáculo seminal, GGH: glándula genital hermafrodita, CH: canal hermafrodita, F: flagelo, GA, glándula de la albúmina, GM: glándulas multífidas, MP: músculo que invagina el pene, OG: orificio genital, OV: oviespermiducto compuesto por a: conducto masculino y b: conducto femenino, P: pene, RS: receptáculo seminal, V: vagina.*



**Nota.** Redibujado de Viladevall (1983).

**Figura 3.8**

*Caracol terrestre, etapas de la oviposición a: excavación del nido, b: puesta, c: nido tapado y en espera de la eclosión.*



**Nota.** Redibujado de Viladevall (1983).

### 3.3 Clases de phylum Mollusca

#### Competencias:

- Identifica las principales características morfológicas de cada una de las clases de moluscos.
- Reconoce los moluscos de importancia económica.
- Reconoce las sinapomorfias del filo y las apomorfias de los Cefalópodos.

#### Clases del filo

Solenogastres, Caudofoveata (antes Aplacófora), Monoplacófora, Scaphopoda, Polyplacophora, Gastropoda, Bivalvia y Cephalopoda. Las dos clases extintas: Rostroconchia y Helcionelloida. Todas las clases se encuentran en el mar (Castillo-Rodríguez, 2014).

La evolución de los aplacóforos recientes al parecer incluyó reducción de caracteres morfológicos: conchas, glándula digestiva, rádula y riñón (Kocot *et al.*, 2019).

**Solenogastres** (Neomeniomorpha) (Fig. 3.9) (Castillo-Rodríguez, 2014, García-Álvarez *et al.*, 2017).

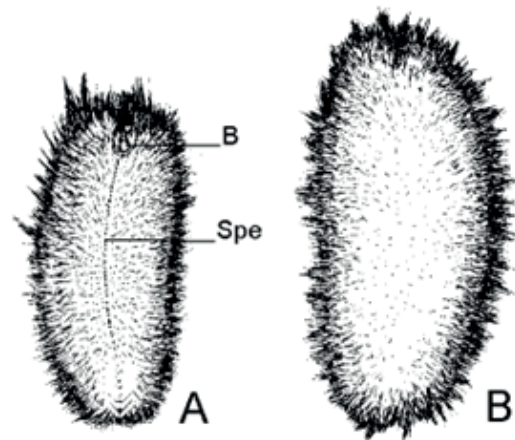
Largo 1 mm- 30 cm. Todos marinos, bentónicos, eurihalinos, profundidades 1-7000 m. Habitan en colonias de cnidarios, 15% epizooicos de cnidarios y en ambientes intersticiales. Cuerpo vermiforme, cubierto con una cutícula quitinosa y escleritos calcáreos, pie con un surco pedio ventral longitudinal, sin cabeza diferenciada. Papilas sensoriales sobre la boca, cavidad paleal rudimentaria, con pliegues respiratorios y sin branquias, sistema digestivo, carnívoros: cnidarios e hidroideos. Hay una especie excavadora habitante de sedimento, con probóscide.

Las especies se encuentran distribuidas en la Península Ibérica principalmente en Galicia, aguas antárticas y subantárticas, costas Atlánticas y europeas y del Mediterráneo.

*Apodomenia enigmatica*, especie de Solenogastres que carece de pie, cavidad del manto y rádula, representa un enigma para la morfología que define los Moluscos (Kocot *et al.*, 2019).

#### Figura 3.9

Espécimen de la clase Solenogastres. *Luitfriedia minuta* García-Álvarez & Urgoñeri, 2001, A. vista ventral, B. vista dorsal. B: boca, Spe: surco pedio.



**Nota.** Dibujado de García-Álvarez *et al.* (2017).

**Clasificación Clase Solenogastres (según García-Álvarez et al., 2017)**

Orden Pholidoskepia

Gymnomeniidae: *Wirenia argentea*

Orden Neomeniamorpha

*Hemimenia atlantica*

Neomeniidae: *Neomenia oscar*

Orden Cavibelonia

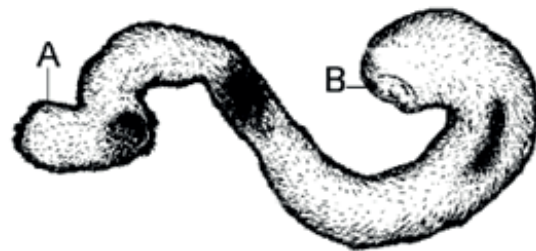
Simrothiellidae: *Simrothiella margaritacea*

**Caudofoveata** (Chaetodermomorpha)  
(Fig. 3.10) (Castillo-Rodríguez, 2014, Pérez-Señarís et al., 2017).

Largo 1,5-40 cm. Todos marinos, eurihalinos, enterrados en sustratos blandos. Habitan en aguas profundas 3-9000 m de profundidad. Cuerpo vermiforme, recubierto por escamas, escleritos derivados del manto. En la boca con rádula y escudo para escavar en la arena, sin pie. Cavity paleal, en el extremo posterior, con un par de ctenidios, sistema digestivo, carnívoros y omnívoros: foraminíferos. Dioicos.

**Figura 3.10**

Espécimen de la clase Caudofoveata. *Scutopus robustus* Salvani-Plawen, 1970. B: boca, A: ano.



**Nota.** Dibujado de Pérez-Señarís et al. (2017).

Las especies se encuentran distribuidas en costas atlánticas y pacíficas de Norteamérica, Atlántico europeo y mar Mediterráneo, Atlántico de África y Sudamérica, costas de Indonesia, Pacífico asiático y Océano Índico. En la Península Ibérica hay 18 especies.

**Clasificación Clase Caudofoveata (según Perez-Señaris et al., 2017).**

Orden Chaetodermomorpha

Limifossoridae: *Scutopus robustus*

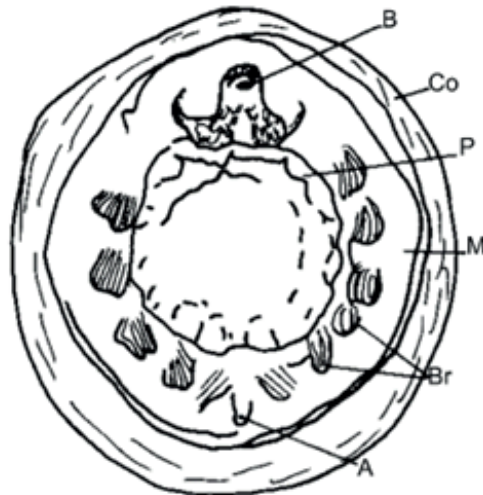
Prochaetodermatidae: *Prochaetoderma boucheti*

Chaetodermatidae: *Chaetoderma galiciense*, *Falcidens garcialvarezi*

**Monoplacophora**

**Figura 3.11**

Monoplacoforo, *Neopilina*, vista ventral. A: ano, B: boca, Br: branquias, Co: concha, M: manto, P: pie.



**Nota.** Redibujado de Barnes (1989).

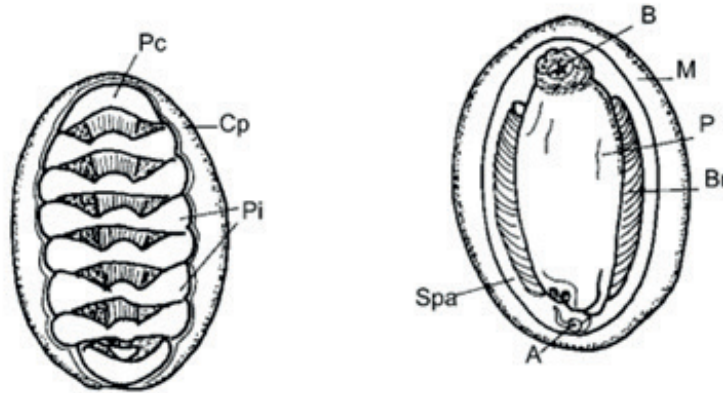
Largo 1-40 mm. Todos marinos cosmopolitas. Habitan en aguas profundas y frías de hasta 7000 m de profundidad, sustratos arcillosos y duros. Pie, concha con forma de escudo, univalvos. Con varios ctenidios y nefridios. Sistema digestivo, boca con palpos, herbívoros

y filtradores. Dioicos, con dos pares de gónadas. 11 especies en América y 3 en México (Castillo-Rodríguez, 2014). Son conocidos en estado fósil desde el Cámbrico (ver Anexo 1). Ejemplo. Géneros: *Tryblida*, *Neopilina*.

## Poliplacophora “quitones” (Fig. 3.12).

### Figura 3.12

Poliplacóforo, *Chiton*, vista dorsal y ventral. A: ano, B: boca, Br: branquias, Cp: cinturón paleal, M: manto, P: pie, Pc: placa cefálica, Pi: placas intermedias, Spa: surco paleal.



**Nota.** Redibujado de Aladro *et al.* (1992).

Largo 3 mm-30 cm. Todos marinos, cosmopolitas, intermareal, otros de ambiente profundos. Cuerpo aplanado dorso-ventralmente. Pie ancho, musculoso, ciliado se adhiere al sustrato, concha dividida en 8 placas de argonita. Sistema digestivo: ramoneadores, herbívoros y detritívoros, boca con rádula. Fecundación externa, larva trocófora (Castillo-Rodríguez, 2014). Ejemplo. Género: *Loricata*.

Los poliplacóforos poseen una concha de ocho placas, con la peculiaridad de estar perforadas por canalículos de distinto diámetro, por los cuales se pone en contacto con el exterior numerosos orgánulos sensibles a la luz, que son como periscopios encargados de comunicar al molusco, cuando éste se encuentra encerrado en su concha, lo que sucede en el exterior.

La inmensa mayoría de sus especies viven en las zonas próximas a las costas, en regiones poco profundas, y tienen alimentación herbívora a base de algas, que raspan con la rádula. La boca se encuentra en la superficie ventral delante

del pie, continúa con esófago, estómago, con una glándula digestiva, luego intestino, y el ano, que desemboca en la línea media inmediatamente detrás del borde posterior del pie.

Un gran número de branquias pareadas están dispuestas en series lineales en los dos canales del manto. La cavidad pericárdica es grande y situada debajo de las dos últimas placas de la concha. Con dos nefridios grandes en forma de U. En torno al esófago hay un anillo nervioso, del cual parten nervios. Poseen células sensoriales en el manto (estetos).

Son dioicos, con un órgano gonadal único localizado delante de la cavidad pericárdica, con gonoductos. Fecundación externa. La larva trocófora pasa a adulto.

En el Caribe colombiano hay varias familias de quitones, con al menos 22 especies (Gracia *et al.*, 2005). Entre las familias citadas por estos autores están: Acanthochitonidae, Cryptoplacidae, Chitonidae, Ischnochitonidae, Leptochitonidae.



Por otra parte, en el Pacífico colombiano Patiño-Montoya *et al.* (2017) estudiaron la población de la especie *Chiton stokesii*.



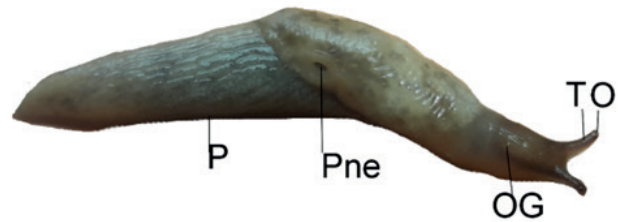
### **Gastropoda**

Comprende tres cuartas partes de las especies del filo, por esto es la clase más numerosa de moluscos (Urgorri *et al.*, 2017). Generalmente con una sola concha en forma espiral (caracoles) o sin ella (babosas), un pie que le sirve para arrastrarse, cabeza bien definida, con tentáculos y ojos, una especie de dientecillos en la cavidad bucal (rádula), respiración pulmonar primitiva, otros con respiración branquial. Marinos, de agua dulce y terrestre. Sexos separados o hermafroditas, ovíparos u ovovivíparos, el desarrollo típicamente involucra estados larvales del tipo velíger y trocófora. Ejemplo: caracol, babosa. Las babosas son caracoles

terrestres que en el transcurso de la evolución han perdido su concha (Fig. 3.13).

### **Figura 3.13**

*Babosa terrestre.* O: ojo, OG: orificio genital, P: pie, Pne: pneumostoma, T: tentáculo ocular.



La asimetría víscero-paleal se debe a dos acontecimientos importantes durante el desarrollo del animal: **torsión y espiralización**. La torsión es un primitivo acontecimiento larvario, pero la espiralización supone una fase más tardía en el desarrollo. Como consecuencia del proceso de torsión la concha es espiral asimétrica con enrollamiento dextral o sinistral, la mayoría de especies con concha espiralizada desarrollaron un opérculo, córneo o calcáreo, segregado en la parte del pie y que cierra herméticamente la concha (Urgorri *et al.*, 2017).

**Clase Gastropoda, Subclase Caenogastropoda.** (Fig. 3.14): **caracoles marinos, dulceacuícolas.**

Con un par de tentáculos y ojos basales. Una sola branquia **monopectinada**, una **aurícula** y un **nefridio**, aparato reproductor complejo, usualmente con pene, **rádula tenioglosada**, es decir, con siete dientes en una hilera transversal. Principalmente marinos.

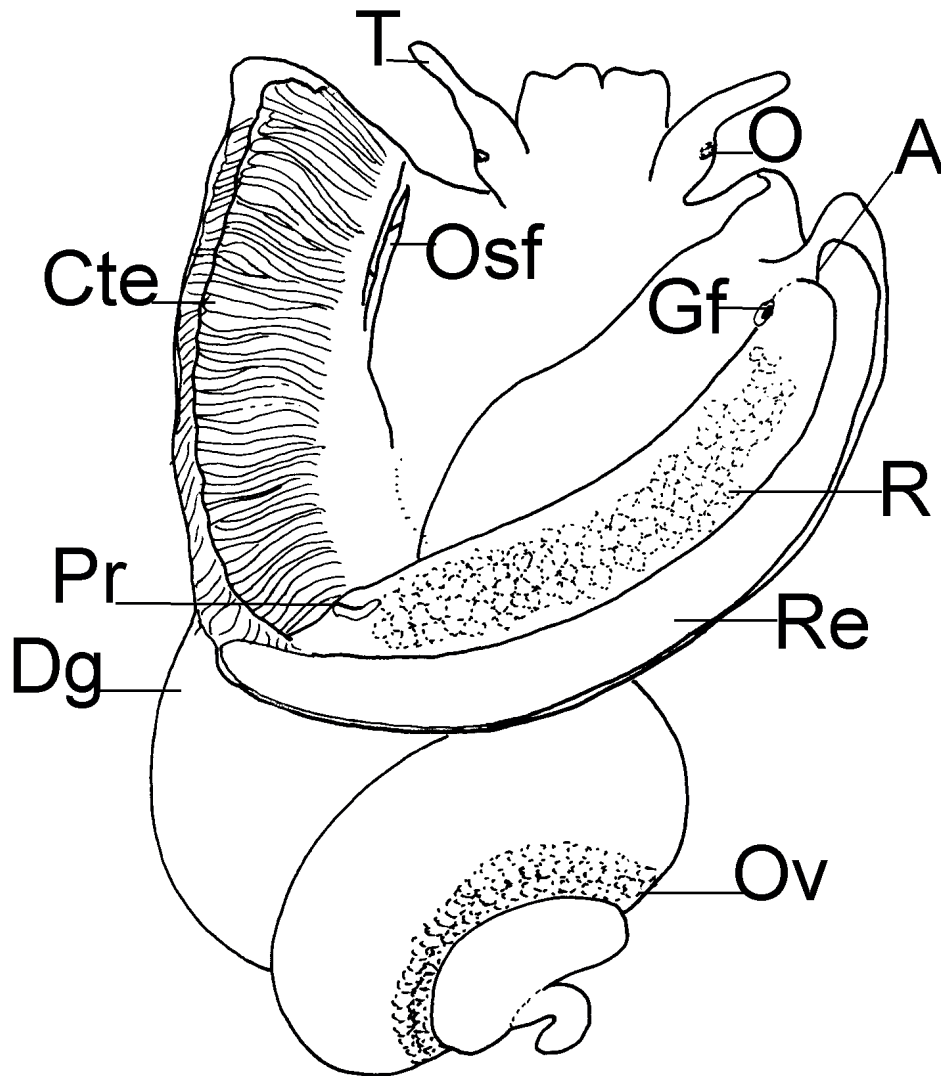
Los representantes más conocidos son: bígaros (Litorínidos), caracoles de grandes dimensiones, con conchas de gran belleza, encontrados principalmente en

arrecifes *Strombus* (Estrómbidos), bocinas y caracolas (Tritónidos), torrecillas (Turritélidos).

Las especies marinas de gastrópodos son mucho más numerosas que las terrestres. Habitan desde las aguas superficiales del litoral hasta las zonas más profundas de todos los océanos.

**Figura 3.14**

Caracol de la subclase *Caenogastropoda*, *Bithynia tentaculata*, indica las estructuras internas. A: ano, Cte: ctenidio, Dg divertículo digestivo, Gf: gonoporo femenino, O: ojo, Osf: osfradio, Ov: ovario, Pr: poro renal, R: riñón, Re: recto, T: tentáculo.



**Nota.** Redibujado de Marshall y Williams (1980).

**Aspecto externo.** (Fig. 3.14) En los caracoles marinos la abertura de la concha radica en un engrosamiento que puede tener diferentes grados de mineralización y diferentes diseños según la especie. Este engrosamiento recibe el nombre de **opérculo**. En los caracoles marinos el hipostraco es formado por sales de calcio depositadas en capas finas, que forman el nácar, iridiscente y brillante.

A ambos lados de la cabeza, hay un par de tentáculos que llevan los **ojos** en posición basal, en el manto se observa una estructura laminar **branquia**, llamada **ctenidio**. El intercambio gaseoso se realiza cuando el agua baña este órgano. Sistema excretor u órgano **renal** es consistencia blanda y de aspecto alveolar, hacia la parte posterior de la cavidad paleal se halla el poro excretor, o **poro renal**. El sistema digestivo sufre torsión y el ano se abre en la parte anterior. En las últimas espiras del cuerpo aparece la **glándula sexual**, ovario o testículo, según sea el sexo del animal.

### **Figura 3.15**

*Babosa de mar. Cerca de la costa del Pacífico Neotropical.*



El sistema **digestivo** sigue la dirección de las espiras de la concha, formando los divertículos digestivos. En la base del ctenidio se encuentra el **osfradio**, órgano filamentosos con funciones equivalentes a las del olfato.

### **Clase Gastropoda, Subclase Heterobranchia.**

A esta subclase pertenecen las liebres y babosas de mar y también los caracoles y babosas terrestres.

- **Liebres de mar y babosas de mar (Fig. 3.15).**

Con concha reducida o ausente, detorsión, simetría bilateral, con masa visceral poco prominente, cabeza con tentáculos orales y un segundo par de tentáculos (rinóforos), el pie ocasionalmente con prolongaciones laterales o lóbulos nata-torios (parapodios) (Urgorri *et al.*, 2017). Los **rinóforos** pueden estar asociados a la búsqueda de alimento o pareja (Castillo-Rodríguez, 2014).

Tienen cuerpo desnudo y presentan numerosos apéndices respiratorios sobre el dorso. Las especies de la familia Eólidos carecen de branquias, practicando una respiración cutánea a través de las largas papilas, dispuestas en filas oblicuas, que llevan sobre el dorso.

Tienen **una** sola branquia, jamás ctenidios, **una** aurícula y **un** nefridio, con reducción o pérdida de la concha y la cavidad del manto, con desplazamiento posterior, o pérdida de una gran abertura de la cavidad del manto (detorsión). La cabeza lleva por regla general **dos pares de tentáculos** cefálicos.

En cuanto a su reproducción son hermafroditas, protándricos o simultáneos, con cópula (fecundación interna), y ponen huevos. Cuando el desarrollo es indirecto, el estadio que eclosiona es una larva velíger.

Quizás los más bellos nudibranchios se encuentran en la familia dóridos, que presentan el orificio anal sobre el dorso, rodeado por un círculo de apéndices branquiales. El manto contiene múltiples espículas calcáreas, *Chromodoris quadricolor* y *Platydoris speciosus*.

- **Caracoles terrestres (Figs. 3.4-3.8) y babosas terrestres (Fig. 3.13).**

Una sola aurícula y un sólo riñón, la cavidad del manto, que se encuentran del lado derecho, está convertida en una cámara vascularizada para el intercambio de gases en el aire (**pulmón**) o secundariamente en el agua. Sistema nervioso

concentrado y simétrico. Por lo regular presentan concha, excepto las babosas.

La mayoría son herbívoros, hay algunas especies carnívoras. Hermafroditas, fecundación cruzada, huevos depositados dentro de cubiertas, desarrollo directo, excepto algunas especies marinas.

Estilomatófora, pulmonados con dos pares de tentáculos, el par superior lleva ojos en la punta. Terrestres, *Helix*, *Bulimus*.

Babosas terrestres *Arion*, *Limax*, *Deroceras*.

**Clasificación Clase Gastropoda (según Urgan et al., 2017).**

Caenogastropoda y Heterobranchia son grupos hermanos.

Subclase Caenogastropoda: Mesogastropoda (*Strombus*, *Littorina*) y *Neogastropoda*

Subclase Heterobranchia: babosas de mar, caracoles y babosas terrestres.

- Órdenes Stylommatophora y Mesogastropoda, incluye caracoles y babosas terrestres, los géneros que se distribuyen en el departamento de Nariño, ya sea en la región Andina o del Pacífico fueron presentados por Vera-Ardila (2008).

- Orden Anaspidea, Familia Aplysiidae "liebres de mar", *Aplysia californica*

Linares et al. (2018) trata sobre los moluscos dulceacuícolas de Colombia.

### **Origen y evolución de los Gastropoda**

La evolución de los gasterópodos implicó tres cambios principales a partir de la estructura básica del molusco ancestral: 1. El desarrollo de una cabeza, 2. La transformación de la concha de un escudo a un refugio protector (Fig. 3.16) y 3. La adquisición de la torsión (Figs. 3.17 y 3.18).

La modificación más importante de los gasterópodos, es la **rotación o torsión** que ha sufrido su cuerpo o sea las estructuras internas, como el sistema digestivo (Fig. 3.18). Todas las evidencias indican que la concha planospiral evolucionó **antes** que la torsión, la torsión no es el enrollamiento de la concha. La torsión y la formación de espirales en la concha fueron acontecimientos evolutivos absolutamente separados.

La torsión ocurre durante la embriogenia de los gasterópodos. La **larva** es bilateralmente simétrica en un principio (trocófora) y luego en velíger se tuerce como

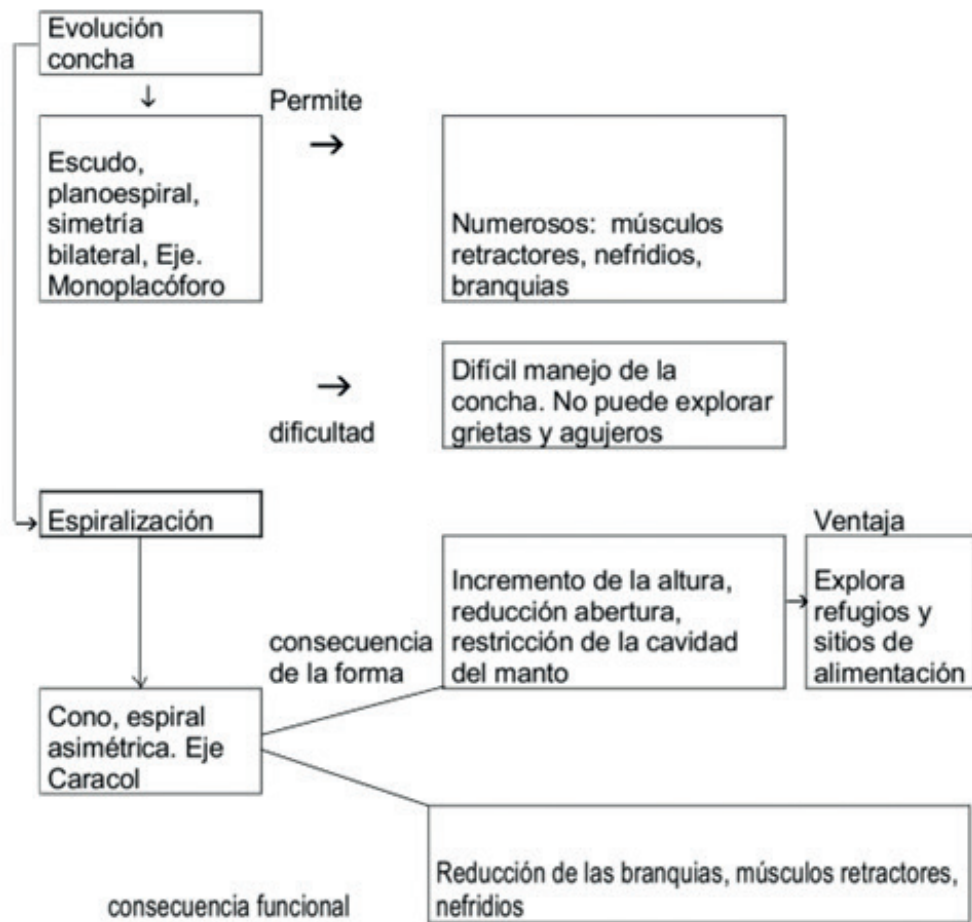
resultado del crecimiento asimétrico de los músculos retractores (Fig. 3.19).

Por último, se produjo un cambio final que cristalizó en la estructura típica de los gasterópodos y que guarda relación con la concha. Si bien hay especies fósiles con conchas planoespirales, todos los gasterópodos existentes poseen conchas **asimétricas**, o si son simétricas, han derivado la simetría secundariamente.

La quirialidad asimétrica del plan corporal de los gasterópodos esta determinada por la vía Nodal y el gen *Pitx*, el cual regula el giro de la concha en el embrión y en la larva trocófora. En algunas poblaciones de caracoles terrestres de los géneros *Biomphalaria*, *Lymnea* y *Partula* pueden presentarse individuos con rotación de la concha dextral o sinistral, en estas especies la simetría se transmite por herencia materna, es decir el fenotipo del animal y su concha es determinada por el genotipo de la madre (Isaeva y Kasyanov, 2021).

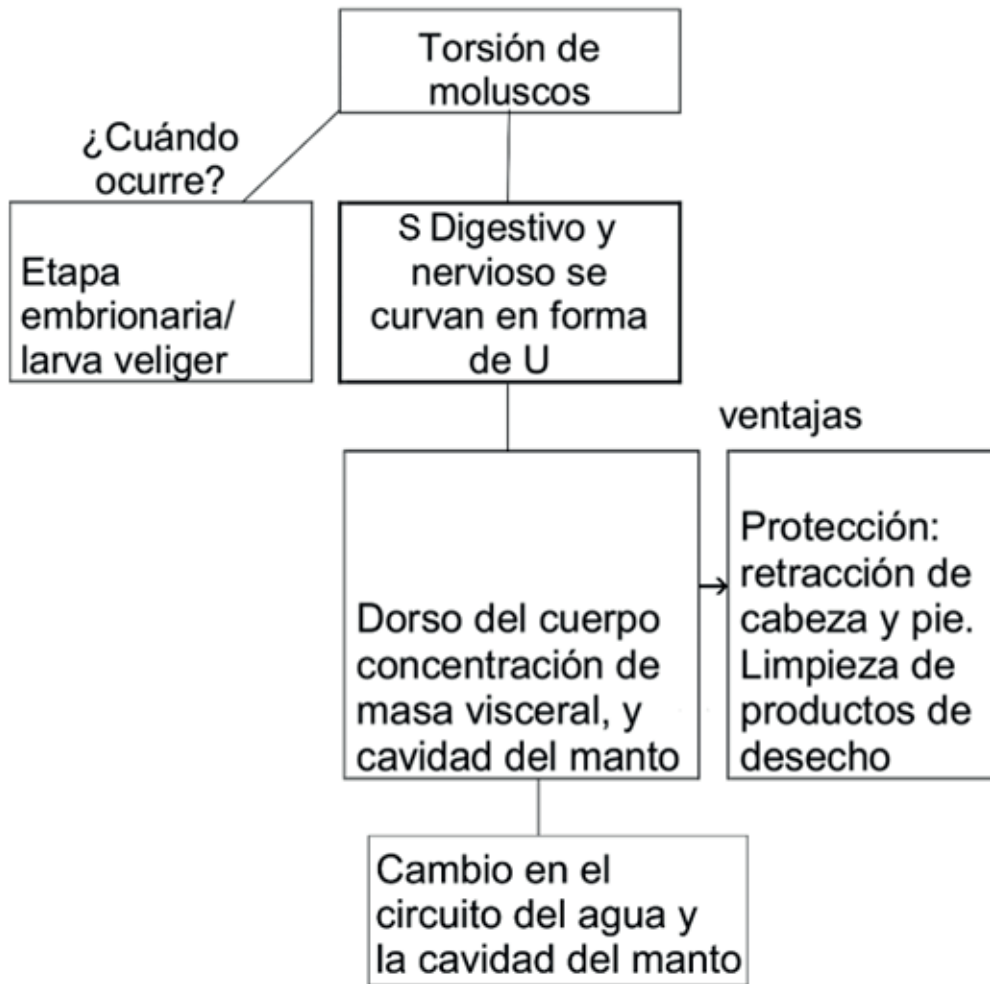
**Figura 3.16**

*Esquema mostrando el proceso de evolución de la concha de gasterópodos.*



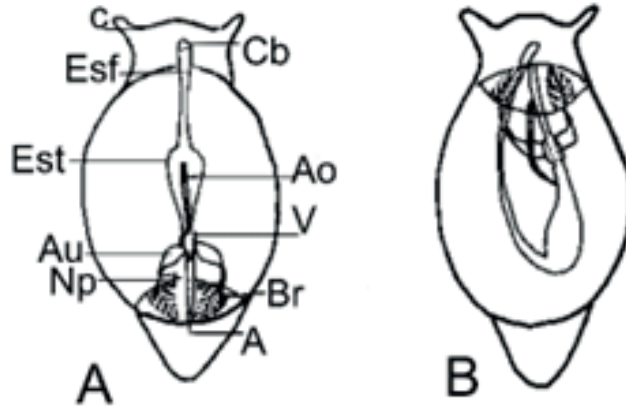
**Figura 3.17**

*Esquema mostrando el proceso torsión de los Moluscos.*



**Figura 3.18**

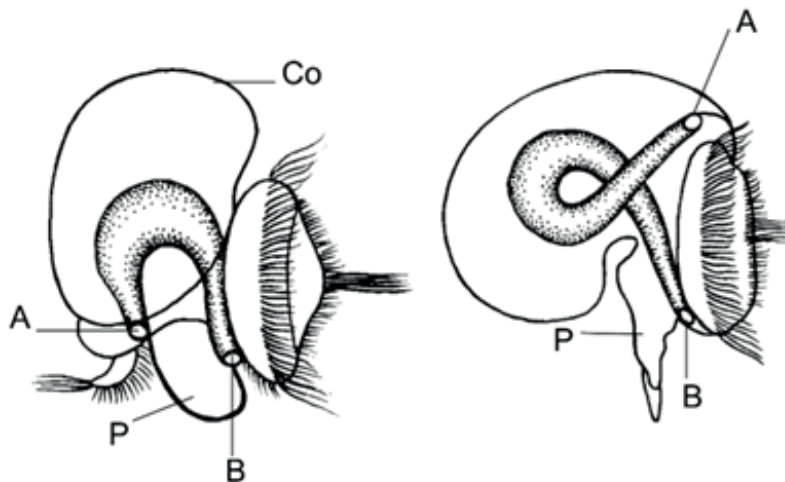
Esquemas de gasterópodos ancestrales en vista dorsal, A. Antes de la torsión, B. Después de la torsión. A: ano, Ao: aorta, Au: aurícula, C: cabeza, Cb: cavidad bucal, Esf: esófago, Est: estómago, Np: nefridioporo, V: ventrículo.



**Nota.** Redibujado de Barnes (1989).

**Figura 3.19**

Esquemas de larva veliger a la izquierda antes de la rotación de las vísceras y a la derecha con rotación, el ano ahora se ubica en la parte anterior de la boca. A: ano, B: boca, Co: concha, P: pie.



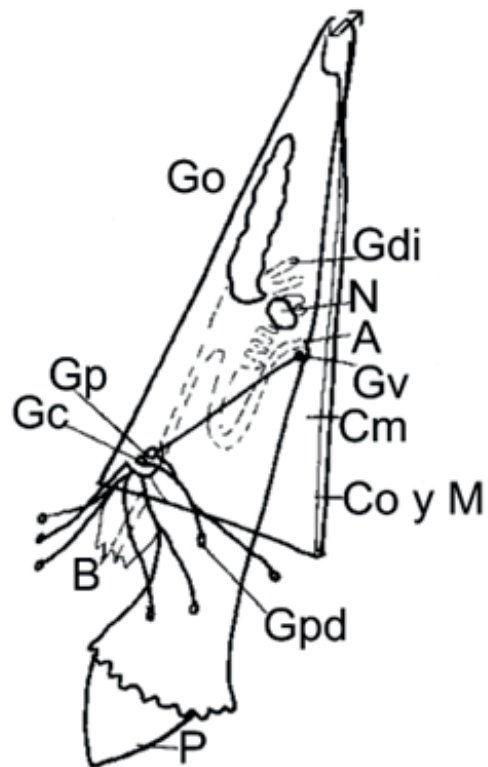
**Nota.** Redibujado de Buchsbaum (1938).



**Scaphopoda** (Fig. 3.20)

**Figura 3.20**

*Escafópodo, Dentalium*. A: ano, B: boca, Co y M: concha y manto, Cm: cavidad del manto, Gdi: glándula digestiva, Go: gónada, Gp: ganglio pleural, Gc: ganglio cerebral, Gpd: ganglio pedal, Gv: ganglio visceral N: nefridio, P: pie. Las flechas señalan la dirección de la corriente de agua a través de la cavidad del manto.



**Nota.** Redibujado de Barnes (1989).

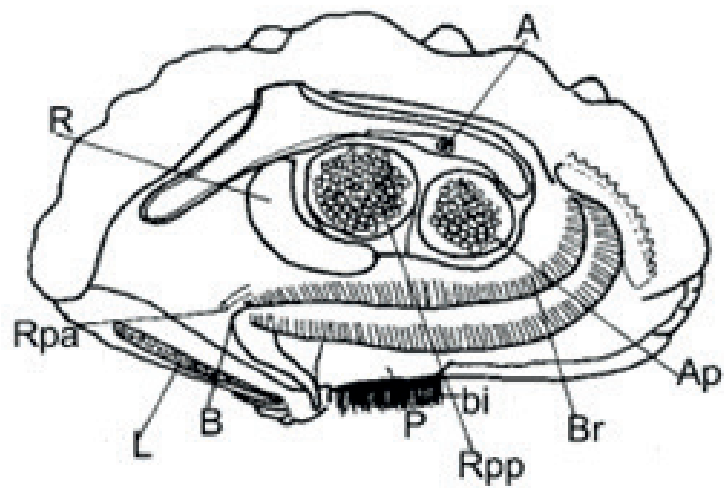
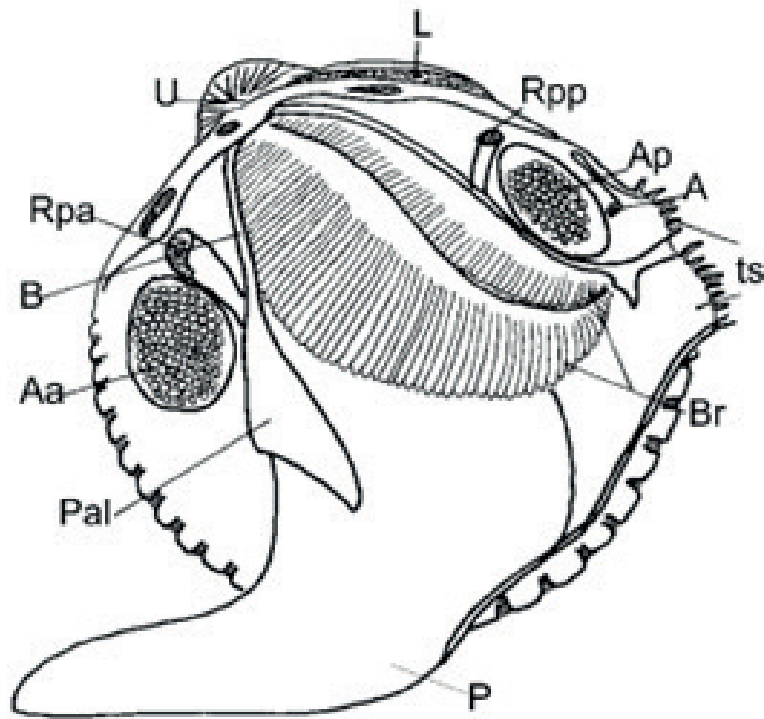
Largo 2 mm-20 cm. Todos marinos, cosmopolitas, desde la zona intermareal a la profundidad abisal. Pie excavador y retráctil, concha con forma de colmillo, abierto en ambos extremos, univalvos. Cavidad del manto reducida, sin branquias, receptores sensoriales alrededor del manto, ventilación por cilios, el intercambio gaseoso ocurre a través de la superficie del manto, sistema digestivo: omnívoros, boca con mandíbula media y **rádula** y tentáculos (captáculos) para manipular presas: foraminíferos, orificio anal está situado en la cavidad paleal, posteriormente al pie, ventrículo reducido sin aurículas. Dioicos, algunos hermafroditas, con larva trocófora y veliger (Castillo-Rodríguez, 2014). Ejemplo: *Dentalium*, "colmillo de elefante".

### Bivalvia o Pelecypoda o Lamelibranchia



**Figura 3.21**

*Bivalvo sésil, coquina, charnela orientada hacia el sustrato. A: ano, Aa: aductor anterior, Ap: aductor posterior, B: boca, Br: branquias, bi: biso, L: ligamento, P: pie, Pal: palpo, R: riñón, Rpa: retractor pedal anterior, Rpp: retractor pedal posterior, ts: tejidos sifonales, U: umbo.*



**Nota.** Redibujado de Barnes (1989).

Pelecípodos significa con el pie en forma de hacha o de cuña. Lamelibranquios, con branquias en forma de lámina (Fig. 3.21). **Carecen de rádula**, por esto se conocen como aglosos.

Todos los lamelibranquios son acuáticos la mayoría marinos y algunos son dulceacuícolas. Casi todos ellos viven enterrados en los fondos. Algunos fijos a las rocas, mediante unos filamentos especiales segregados por una glándula existente en la base del pie, la **glándula bisógena** (característica de bivalvos sésiles). Estos filamentos reciben el nombre de **biso** (Fig. 3.21). Otras formas alternas de fijarse al sustrato son: a) cementados a las rocas mediante depósitos de carbonato de calcio, b) excavan galerías en las rocas para que les sirvan de abrigo, aunque éstas sean muy duras, c) perforan materiales más blandos, como postes de madera en las zonas portuarias.

Las valvas están unidas mediante una superficie articulable, llamada **charnela**, en la que existen dientes y fosetas, alternativamente prominentes y entrantes, los dientes de una valva encajan en las fosetas de la otra, y a la inversa. Con esto se evitan desplazamientos antero-posteriores de las valvas.

No presentan cabeza, el cuerpo está en el interior de valvas, envuelto por la membrana que representa el manto, con bordes libres en la región ventral, las valvas en su cara interna presentan dos

impresiones musculares redondeadas, correspondientes a la inserción de los **músculos aductores** (Fig. 3.21), los cuales al contraerse, producen el cierre de las dos valvas. Un pie muscular característico sale de las valvas y es usado para excavar.

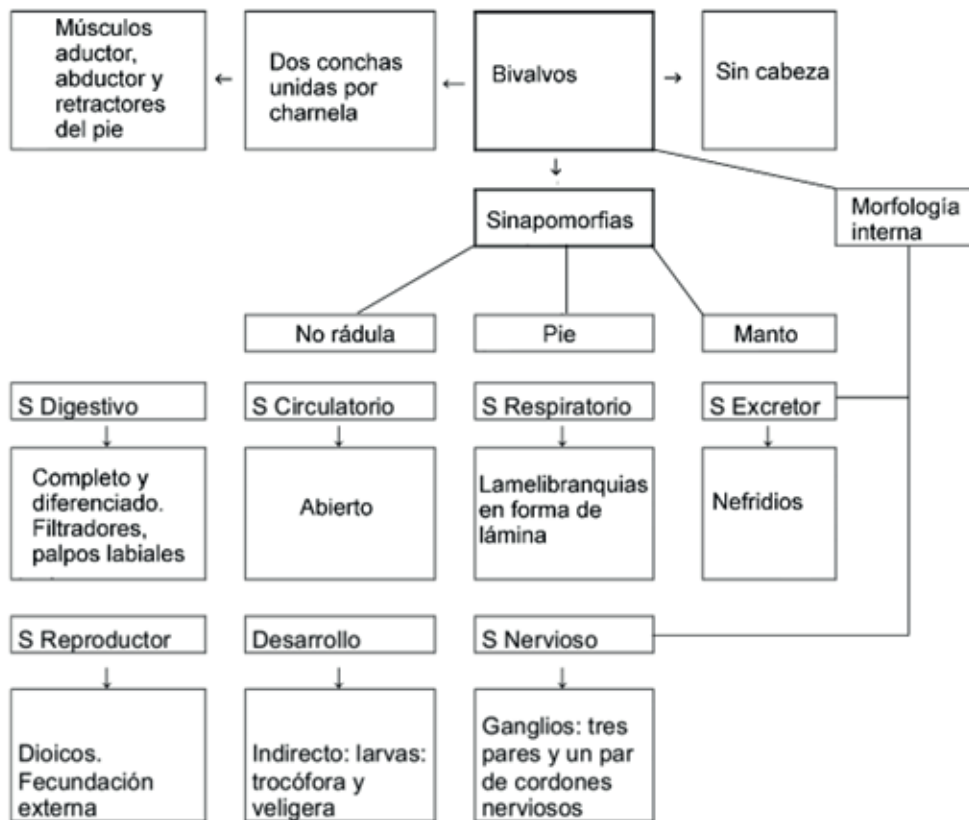
En el bivalvo *Patinopecten yessoensis*, se han determinado los neuropéptidos asociados a los ganglios nerviosos responsables, entre otras funciones, de las hormonas glicoproteínas similares a la insulina, alatostatinas, RFamidas y neuropéptidos, relacionados con la reproducción, cardioactividad y alimentación (Zhang *et al.*, 2018).

Sistema circulatorio abierto. El corazón consta de pericardio y dos aurículas. Como pigmento respiratorio presentan ya sea hemocianina o hemoglobina (heterodonta) (Castillo-Rodríguez, 2014) y la oxigenación de la sangre se realiza a través de las **branquias**, proceso coadyuvado por el **sifón branquial**, donde penetra el agua y sifón cloacal, donde sale, en este último también salen los excrementos (Figs. 3.21 y 3.22).

Los bivalvos son, en su mayor parte, filtradores ciliados con mecanismos de control y selección del alimento en los palpos labiales. Un resumen de los sistemas y su función se incluye en la figura 3.22.

**Figura 3.22**

Cuadro explicativo sobre los bivalvos, sinapomorfias y morfología interna.



## **Clasificación de la Clase Bivalvia**

**Subclase Pteriomorphia.** Epibentónicos, la mayoría fijos con un biso o cementadas al sustrato, pero algunos libres en forma secundaria. Márgenes del manto no fusionados. Branquias son filamentos alargados y plegados, lámelas o láminas, suelen estar unidas por articulaciones interlamelares, los filamentos adyacentes se engarzan mediante finos cilios (filibranquios).

Orden Arcoida: Arcas: *Arca*, *Anadara*

Orden Mytiloida: Mejillones: dos valvas iguales, excepto ostras y ciertas veneras.

Mytilidae: Mejillones *Mytilus*

Ostreidae (ostras) *Ostrea*, *Crassostrea*

**Subclase Palaeoheterodonta.** Equivalvos, con unos cuantos dientes en la charnela, en la que los largos dientes laterales, cuando se presentan, no están separados de los largos dientes cardinales. Branquias formadas por dos series de láminas, los filamentos adyacentes se engarzan mediante uniones interfilamentarias (eulamelibranquios).

Orden Unionoida: bivalvos dulceacuícolas.

Margaritifera, Unionoidae *Unio*.

**Subclase Heterodonta.** Branquias formadas por dos series de láminas, eulamelibranquias. Equivalvos, charnela con dentición heterodonta (con dientes cardinales y laterales). Bordes del manto normalmente unidos por uno o más puntos en la parte posterior, en función del desarrollo de sifones.

Orden Veneroida

Tridacnidae (almejas gigantes)

Veneridae "almejas" *Venus*

Solenidae (navajas) *Solen*

## **Cefalópodos**

Son animales marinos, en su inmensa mayoría grandes nadadores, cuerpo fusiforme (Fig. 3.23), muy especializados, y con varios caracteres derivados. El tamaño de los cefalópodos oscila entre diminutos hasta gigantescos, como algunas especies del género *Architheutis*, propias de las costas de Groenlandia y Terranova, que pueden llegar a alcanzar los 18 metros, medidos desde el extremo posterior del cuerpo hasta la punta de los brazos.

Simétricos, con el manto rodeando al cuerpo, con una amplia cavidad paleal, cabeza voluminosa (Fig. 3.23), de la cual se desprenden ocho o diez tentáculos, derivados del pie, provistos de ventosas, que rodean la boca y con un sifón adaptado a la abertura de la cavidad paleal. Hay individuos con concha externa, otros que es modificada e interna o ausente (Fig. 3.24).

En la superficie del cuerpo, los cefalópodos presentan **cromatóforos**, con pigmentos que cambian de coloración, tales cambios de color representan un medio de defensa y ataque importante, pues son capaces de imitar el colorido del medio en que viven. Algunos cefalópodos que habitan los grandes fondos presentan fosforescencia, al parecer así atraen las presas.

Los calamares cambian de color al contraer sacos que contienen pigmentos o cromatóforos, ubicados en la superficie del cuerpo. Alrededor de cada saco se disponen de 15 a 25 músculos radiales inervados por fibras nerviosas excitadoras provenientes del cerebro, la expansión y contracción de tales músculos permiten el cambio de color (Abbott *et al.*, 2012).

Los cefalópodos son carnívoros y capturan sus presas valiéndose de sus poderosos tentáculos, su régimen alimenticio consiste en otros moluscos, crustáceos e incluso peces. Las **ventosas** son órganos de ataque y defensa, a través de la fuerza de succión que ejercen con dichas ventosas, pueden atacar y defenderse de animales de mayor tamaño.

De acuerdo al número de brazos se dividen en Decabrachia (10, con dos modificados, calamares y las sepias) y Octobrachia (8) pulpos y argonautas (Castillo-Rodríguez, 2014). *Nautilus* posee 38 tentáculos desprovistos de ventosas.

La presa muere al ser mordida con un pico córneo parecido al de los loros y al recibir el veneno de las glándulas venenosas (glándulas salivales modificadas). La rádula funciona como una lengua, que recoge los trozos de tejido desgarrados por el pico. El aparato digestivo está adaptado para una rápida digestión.

El sistema nervioso de los cefalópodos es muy desarrollado, los **ojos** (Fig. 3.25), forman imágenes y poseen visión espectral: en aguas costeras adoptan un tono verde, cuando descienden pasan a tono azul. Los ojos son similares a los vertebrados en la posición de la córnea, el iris, y el cristalino, este último a diferencia de los ojos de vertebrados tiene forma y longitud focal fijos, el poder de acomodación depende de los cambios de la pupila y de la migración de los pigmentos retinianos, además, poseen varios nervios ópticos. Los ojos de moluscos (cefalópodos), artrópodos y vertebrados se desarrollan modulados por el gen regulador Pax6, derivado de un sistema ancestral de fotorreceptores (King & Rokas, 2017, Yoshida *et al.*, 2014).

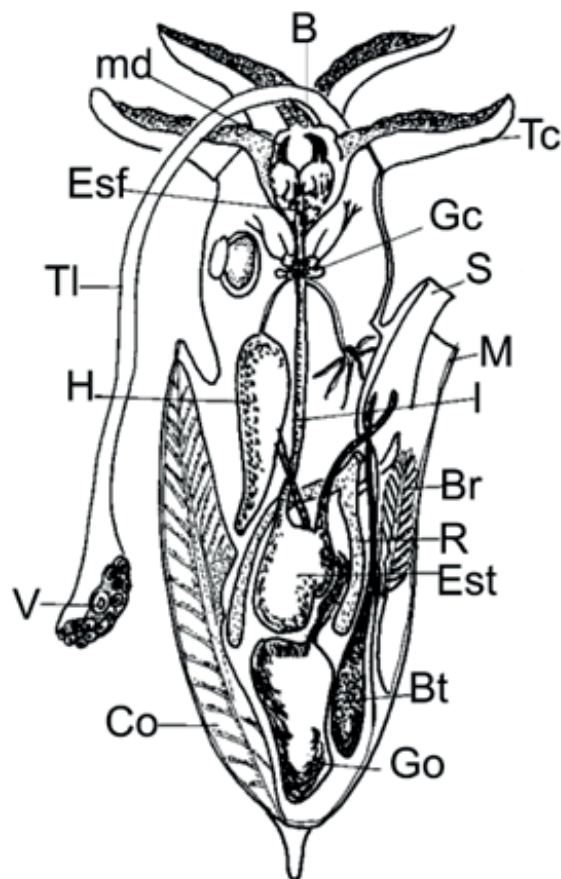
La principal proteína de la retina de los calamares, es el pigmento visual **rodopsina**. En el calamar *Watasenia scintillans*, se distinguen tres pigmentos visuales, con los cuales puede discriminar el color. Los pigmentos y su absorbancia son: retinol, 471 nm, 4-dihidroxiretinol, 484 nm y 3-dehidroretinol, 501 nm (Abbott *et al.*, 2012).

Los órganos **olfatorios** de *Octopus vulgaris* se localizan a cada lado de la cabeza, en la entrada de la cavidad del manto, se encuentran ocultos por los pliegues de la piel y están formados por células sustentaculares y epiteliales, estructuralmente se distinguen las neuronas sensoriales olfativas y las neuronas implicadas en la rotación del epitelio. El movimiento de este órgano permite la orientación del animal para detectar las señales químicas en el gradiente espacial, y probablemente con la integración de otras señales, puede mejorar el reconocimiento, la discriminación y la memoria de los estímulos del entorno (Polese *et al.*, 2016).

El repertorio de genes neuronales del cefalópodo *Octopus bimaculoides* del Pacífico Norte es muy similar a los de otros invertebrados bilaterales, la innovación está en las expansiones masivas de dos familias genéticas: las protocadinas, que regulan el desarrollo neuronal y la superfamilia C2H2 de factores de transcripción dedos de zinc, lo cual contribuye a los cientos de genes específicos de cefalópodos, con amplia gama de funciones celulares, como estructuras especializadas en la piel, ventosas y el sistema nervioso. Además, muestran reordenamientos genómicos asociados a elementos transponibles (Albertin *et al.*, 2015).

**Figura 3.23**

Cefalópodo, calamar, morfología interna de un. B: boca, Br: branquias, Bt: bolsa de tinta, Co: concha (pluma), Esf: esófago, Est: estómago, Gc: ganglios cerebroides, Go: gónoda, H: hígado, I: intestino, M: manto, md: mandíbulas, R: riñón, S: sifón, Tc: tentáculos cortos, Tl: tentáculos largos, V: ventosa.

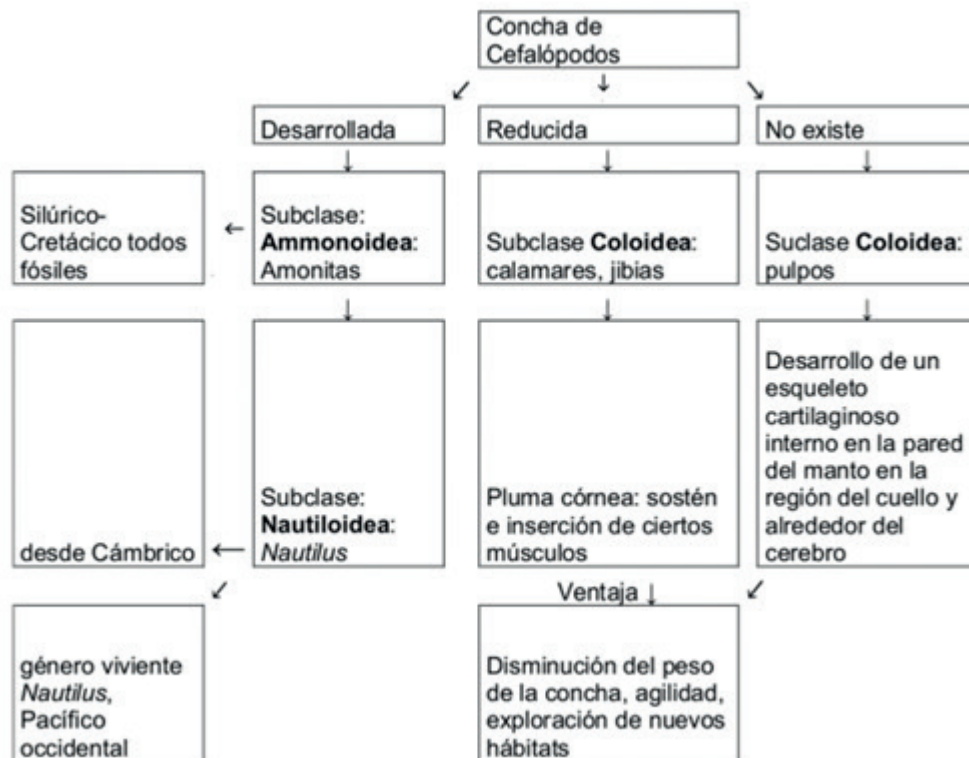


**Nota.** Redibujado de Muedra (1979).



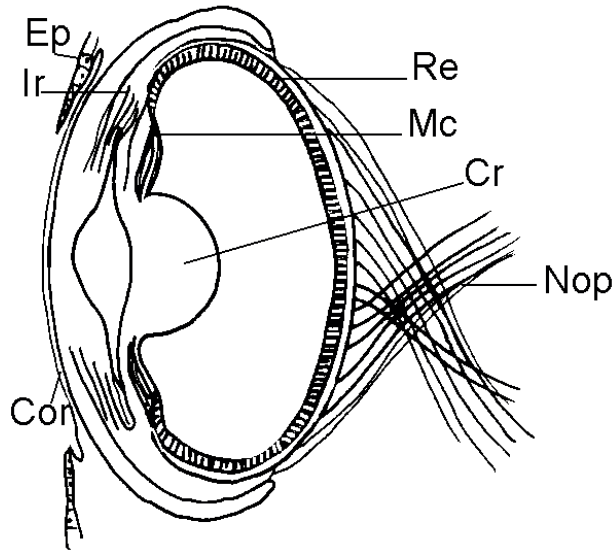
**Figura 3.24**

Esquema explicativo sobre la presencia/ausencia de la concha de cefalópodos.



### Figura 3.25

Esquema del ojo del pulpo, *Octopus*. Cor: córnea, Cr: cristalino, Ep: epidermis, Ir: iris, Mc: músculo ciliar, Nop: nervios ópticos, Re: retina.



**Nota.** Redibujado de Brusca y Brusca (2005).

Son dioicos, algunos con dimorfismo sexual, las hembras son más grandes que los machos, hasta el extremo que en los **argonautas**, las hembras son unas diez o quince veces mayores. Otras veces no presentan diferencias externas aparentes.

Los cefalópodos copulan de frente y el macho pasa sus **espermatóforos** a la hembra mediante uno de sus brazos (hectocótilo). Los óvulos son fecundados en el oviducto, dentro de la cavidad del manto, antes de ser liberados o por los espermatóforos depositados por el macho en un receptáculo cercano a la boca de la hembra. Los huevos cubiertos son depositados o simplemente liberados en el agua del mar. El desarrollo es directo y no existen larvas trocófora ni velígera, aunque los estadios juveniles ("larvas") de ciertas especies son planctónicos.

Muchas características de los cefalópodos están relacionadas, directa o indi-

rectamente, con su vida activa y su tasa metabólica correspondiente alta. Estas características son:

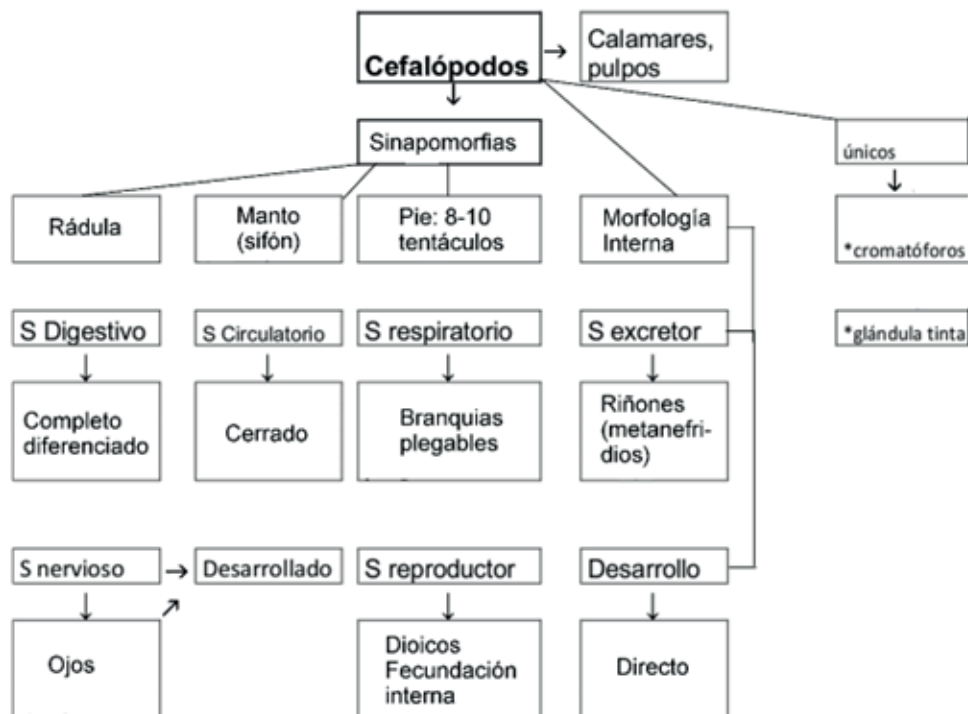
- a. Branquias plegadas secundariamente
- b. Carencia de cilios branquiales
- c. Sistema circulatorio sanguíneo cerrado
- d. Corazones branquiales secundarios (aurícula)
- e. Presencia de hemocianina
- f. Ojos muy bien desarrollados (Fig. 3.25)
- g. Sistema nervioso y comportamiento complejos
- h. Cromatóforos
- i. Glándula de tinta

La morfología externa e interna de los cefalópodos está muy bien documentada en la descripción del octópodo cirrado *Grimpoteuthis imperator*, pulpo dumbó, largo del cuerpo 32,8 cm, caracterizado por presentar un par de aletas grandes en la cabeza y ocho tentáculos unidos por una membrana, habita en el Océano Pacífico a profundidades entre 3913 a 4417 m (Ziegler & Sagomy, 2021).

En el cuadro de la figura 3.26 se resume la morfología interna de los cefalópodos.

**Figura 3.26**

Esquema explicativo sobre los Cefalópodos, sinapomorfias y morfología interna.



### **Clasificación de la clase cefalópoda**

Subclase Nautiloidea [cuatro branquias y cuatro aurículas] *Nautilus*

Subclase Ammonoidea (fósiles)

Subclase Coleoidea [dos branquias y dos aurículas]

Orden Sepioidea (jibias y sepiolas) [8 brazos y 2 tentáculos]

*Sepiola, Sepia, Rossia.*

Orden Teuthoidea (calamares) [8 brazos y 2 tentáculos]

Suborden Myopsia *Loligo vulgaris, Sepio-teuthis.*

Suborden Oegopsida *Ilex* "volador".

Orden Vampyromorpha (calamares vampiros) [8 brazos unidos por una membrana + 2 tentáculos pequeños retráctiles] *Vampyroteuthis.*

Orden Octopoda (pulpos) [8 brazos] *Octopus, Eledone, Argonauta.*

### **Filogenia de los moluscos**

Con base en un análisis filogenómico Kocot *et al.* (2020) plantean a los Monoplacophora como grupo hermano de todos los demás Conchífera. Gastropoda como hermano de Scaphopoda. Con fecha de

diversificación de Mollusca 546 Ma y Conchifera 540 Ma (Fig. 3.27).

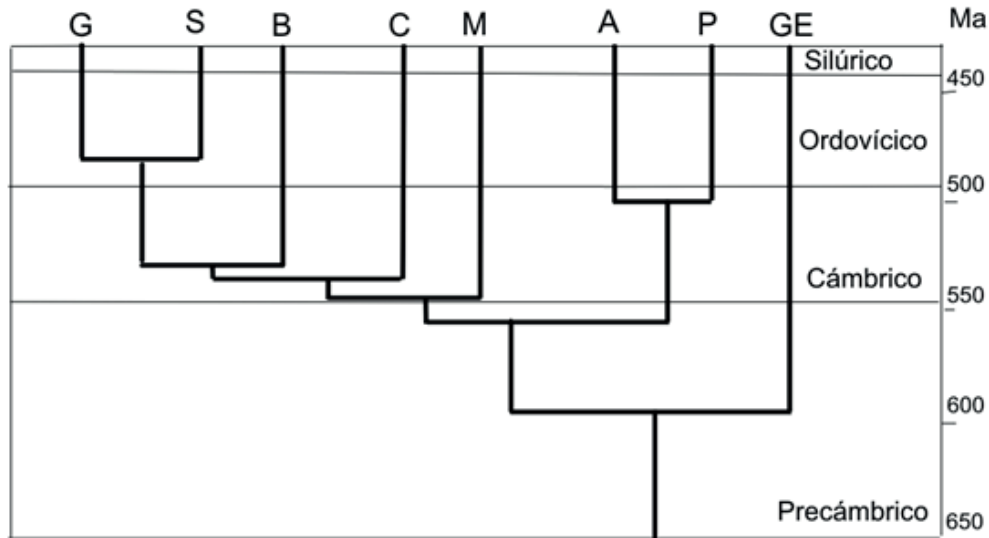
Kocot *et al.* (2019) plantearon como ancestro de los moluscos una especie de quitón de cuerpo largo y rádula con varias filas de dientes. Por otra parte, a raíz de la descripción de *Apodomenia enigmática*, un molusco atípico, al carecer de las sinapomorfias que comparten los moluscos como son, manto, pie, y rádula, además sin concha, ubicada dentro de los Solenogastres y cotejando con otros aplacoforos sugirieron a Solenogastres como un grupo polifilético, y concluyeron que la evolución de los aplacoforos recientes, parece haber tenido varias etapas en la reducción de caracteres morfológicos, incluyendo la concha, glándula digestiva, rádula raspadora y riñón.

Por otra parte, Li *et al.* (2020) muestran en un análisis filogenómico el siguiente patrón de diversificación (cefalópodos (bivalvos, gasterópodos)).

El ancestro común de Heterobranchia y Caenogastropoda probablemente se originó en el Silúrico, el ancestro común de Euthyneura en el Carbonífero y de Pulmonata en el Triásico (Ayyagari & Screerama, 2020).

**Figura 3.27**

Filogenia de moluscos, basada en datos moleculares. A: Aplacophora, B: Bivalvia, C: Cephalopoda, G: Gasteropoda, GE: grupo externo, M: Monoplacophora, Ma: millones de años, P: Polycophora, S: Scaphopoda.



**Nota.** Redibujado de Kocot *et al.* (2020).

### **Señalización Wnt en bivalvos**

En dos especies de vieiras y en la ostra del Pacífico se identificaron 12, 11, y 12 subfamilias de genes Wnt respectivamente, al parecer coordinan y participan en la morfogénesis y homeostasis en el desarrollo temprano y de tejidos y órganos del adulto. En la ostra la regulación transcripcional de los genes Wnt, mostró patrones sensibles y dinámicos bajo diferentes presiones ambientales, se planteó su papel en la acomodación a entornos intermareales desafiantes (Liu *et al.*, 2019). Por otra parte, Bai *et al.* (2020), estudiaron el bivalvo de importancia económica *Ruditapes philippinarum*, identificaron 12 genes Wnt relacionados con, el desarrollo de las larvas, el patrón de coloración de la concha y la regeneración del sifón.

## Resumen estratégico de moluscos

### Competencia:

- Compara y diferencia un ejemplar de cada una de las clases más representativas de los moluscos.

En la tabla 3.5 se presenta un cuadro comparativo entre las cuatro clases, con un ejemplar representativo del Phylum Mollusca.

**Tabla 3.5**

Cuadro comparativo de cuatro moluscos pertenecientes a clases diferentes.

	<b>Quitón</b>	<b>Piangua</b>
<b>Filo</b>	<i>Molusco</i>	<i>Molusco</i>
<b>Clase</b>	<i>Poliplacófora</i>	<i>Bivalva</i>
<b>Hábitat</b>	<i>Marino/Océano</i>	<i>Marino/Océano</i>
<b>Estructuras para movimiento</b>	<i>Pie</i>	<i>Pie</i>
<b>Alimento</b>	<i>Ramoneador, herbívoro, detritívoro</i>	<i>Filtrador</i>
<b>Estructuras para alimentación</b>	<i>Rádula</i>	<i>Cilios de las branquias</i>
<b>S. circulatorio</b>	<i>Abierto</i>	<i>Abierto</i>
<b>S. Respiratorio</b>	<i>Branquias</i>	<i>Lamelibranquias</i>
<b>S. excretor</b>	<i>Un par de nefridios</i>	<i>Un par de nefridios</i>
<b>Órgano de los sentidos más desarrollado</b>	<i>Estetes, asociados con ojos (fotorreceptores), tangorreceptores. Osfradios</i>	<i>Palpos, osfradios</i>
<b>Reproducción</b>	<i>Dioicos</i>	<i>Dioicos</i>
	<i>Ovíparos</i>	<i>Ovíparos</i>
<b>Fecundación</b>	<i>Externa</i>	<i>Externa</i>
<b>Tipo de desarrollo</b>	<i>Indirecto</i>	<i>Indirecto</i>

	<b>Caracol terrestre</b>	<b>Calamar</b>
<b>Filo</b>	<i>Molusco</i>	<i>Molusco</i>
<b>Clase</b>	<i>Gastropoda</i>	<i>Cefalópoda</i>
<b>Hábitat</b>	<i>Terrestre</i>	<i>Marino/Océano</i>
<b>Estructuras para movimiento</b>	<i>Pie</i>	<i>Dos expansiones laterales a manera de aletas.</i>
<b>Alimento</b>	<i>Herbívoro</i>	<i>Depredador: invertebrados más pequeños. Tentáculos con ventosas</i>
<b>Estructuras para alimentación</b>	<i>Una mandíbula, rádula</i>	<i>Un par de mandíbulas córneas, rádula</i>
<b>S. circulatorio</b>	<i>Abierto</i>	<i>Cerrado</i>
<b>S. Respiratorio</b>	<i>Pulmón</i>	<i>Branquias plegables</i>
<b>S. excretor</b>	<i>Metanefridio o riñón</i>	<i>Un par de riñones</i>
<b>Órgano de los sentidos más desarrollado</b>	<i>Estatocisto, 2 pares de tentáculos: un par de ojos, segundo par olfato</i>	<i>Un par de ojos, quimiorreceptores</i>
<b>Reproducción</b>	<i>Hermafroditas</i>	<i>Dioicos</i>
	<i>Ovíparos</i>	<i>Ovíparos</i>
<b>Fecundación</b>	<i>Cruzada</i>	<i>Interna</i>
<b>Tipo de desarrollo</b>	<i>Directo</i>	<i>Directo</i>

### **Compara y responde**

1. ¿Qué estructuras (sistemas) y fisiología similar, comparten todos los moluscos de hábitat marino?
2. Relacione el desarrollo de los órganos de los sentidos con el tipo de alimento y desplazamiento del molusco
3. Qué ventajas otorga al caracol terrestre y al calamar el desarrollo de una cabeza bien diferenciada?
4. Consulta. ¿Cuál es la relación de las ostras con la eliminación de contaminantes nocivos del océano?

## ***Sabías que***

---

Los octopus son conscientes del entorno, se camuflan, reconocen otros animales y el rostro del hombre, presentan habilidades para resolver laberintos y se valen de claves visuales para alcanzar su objetivo. Todas estas habilidades y aprendizaje se deben a su cerebro desarrollado y a una red de neuronas por todo el cuerpo; alcanzando la inteligencia de un perro o de un niño de 3 años (Alonso, 2017).

*Lissachatina fulica* el caracol gigante africano, se ha convertido en una plaga en Colombia y otros países como Venezuela, Ecuador y Brasil. Este caracol actúa como huésped intermedio de parásitos como *Angiostrongylus* (INAS, 2016).

La tinta de los cefalópodos está compuesta de melanina, la cual puede poseer actividad antimicrobiana (Vega Petkovic, 2013).

Los argonautas son el alimento preferido de muchos teleósteos pelágicos del Pacífico tropical oriental (Alejo-Plata *et al.*, 2019).

El calamar gigante *Architeuthis* puede medir más de 5 m y 450 kg de peso (González y Guerra, 1993).

Los Octopoda, Argonautoida, Oegopsida y Ommastrephidae son clados monofiléticos (Strugnell y Nishiguchi, 2007).

Los conos, *Conus* spp., gasterópodos marinos secretan veneno a partir de los cuales se obtienen las conotoxinas, implicadas en el tratamiento del dolor crónico (Rincón *et al.*, 2015).

El Caribe es uno de los sitios de mayor diversidad de nudibranchios del mundo (Herrero-Barrencua, 2015).



La detoxificación del ácido domoico (neurotóxico) por parte del bivalvo *Argopecten purpuratus*, posee importancia comercial en el Norte de Chile y Perú (Álvarez et al., 2020).

*Lymnaea stagnalis*, caracol de agua dulce, propuesto como modelo para la investigación en neurología, ecotoxicología y biología evolutiva (Fodor et al., 2020).

La invasión de nuevos hábitats por parte de la ostra *Crassostrea gigas* está relacionada con procesos de creación y variación de sus genes y su expresión, conectados con escalas de tiempo ecofisiológicas y evolutivas (Wegner et al., 2020).

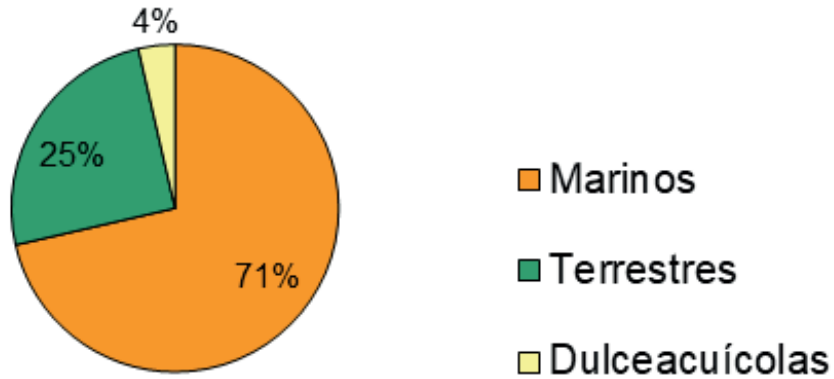
*Saccostrea glomerulata* ostra comestible en Australia, resiste condiciones ambientales estresantes, posiblemente asociado a una variedad de receptores inmunes que les permite reconocer microbios invasores (Powlley et al., 2018).

Se conoce el genoma de las ostras perlíferas *Pinctada fucata* y ostra del Pacífico *Crassostrea gigas* (Takeshi et al., 2016).

En moluscos se han reportado genes Hox y ParaHox; además de las vías de señalización Notch, Hedgehog y Wnt (De Oliveira et al., 2016).

**Ejercicio**

1. Analiza el siguiente gráfico, donde se indican los porcentajes del número de especies por hábitat del filo moluscos (Ramírez *et al.*, 2003) y responde las preguntas



- ¿Cuál es el porcentaje de especies de moluscos por hábitat?
  - ¿Cuáles clases taxonómicas de moluscos se encuentran en cada uno de estos hábitats?
  - Escribe un párrafo donde describa las ventajas que presenta Colombia para mantener una alta diversidad de moluscos
2. En el siguiente cuadro, contraste las características de las clases de Moluscos incluidas.

Molusco	<i>Poliplacóforos</i>	<i>Bivalvos</i>	<i>Gasterópodos, Caenogastropodos, caracol marino</i>	<i>Cefalópodos, calamar</i>
<i>alimentación</i>				
<i>rádula</i>				
<i>pie</i>				
<i>manto</i>				
<i>concha</i>				
<i>branquias</i>				
<i>larvas</i>				

3. Contraste en el siguiente cuadro las características entre las dos subclases de Gasterópodos.

<i>gasterópodos</i>	<i>caenogastropodos, caracol marino</i>	<i>heterobranquios, caracol terrestre</i>
<i>Alimentación</i>		
<i>Cierre hermético de la concha</i>		
<i>Posición de los ojos</i>		
<i>Número de tentáculos en la cabeza</i>		
<i>Respiración a través de</i>		
<i>Dioicos/hermafroditas</i>		
<i>Fecundación cruzada o interna</i>		
<i>Desarrollo directo/indirecto</i>		

4. Diferencie espiralización y rotación o torsión
5. ¿Qué características hacen de los cefalópodos los moluscos de organización más elevada?
6. ¿Qué diferencias encuentra entre la concha de un *Nautilus* y la de un calamar? ¿Qué ventajas presentan los cefalópodos con la reducción o pérdida de la concha?
7. Compare la morfología y fisiología del ojo de los cefalópodos (Fig. 3.25) y el ojo del humano (mamífero), ¿Qué ventajas presenta el ojo de los cefalópodos respecto al de mamíferos?

## Lecturas recomendadas

- Moluscos del Caribe Colombiano (Díaz-Merlano y Puyana-Hegedus, 1994)
- Invertebrados marinos de importancia comercial en la costa Pacífica de Colombia (Díaz *et al.*, 2014)
- Estudio de las poblaciones de quitones en el litoral rocoso del departamento de Córdoba, Caribe colombiano (Quirós-Rodríguez *et al.*, 2015)
- Estrategias para el manejo de la piangua (Delgado *et al.*, 2010)
- Larvas de cefalópodos (Guerra y Pérez-Gandaras, 1984)
- Estrategias evolutivas de los Cefalópodos (Guerra, 2006)
- Cultivo de Caracol terrestre (Sánchez, 2003)
- Cultivo de Ostras (Iversen, 1982)
- Cultivo de Veneras (Iversen, 1982)
- Cultivo de calamares (Bardach *et al.*, 1990)
- La defensa de los Opisthobranchios (Ros, 1986)
- El aprendizaje de un caracol marino (Alkon, 1986)
- Revolución genética en Moluscos (Gomes dos Santos *et al.*, 2020)
- Caracol gigante africano: duplicación del genoma y relación con el paso de hábito acuático a terrestre (Liu *et al.*, 2021)
- Expresión de los genes Hox para el desarrollo de la región dorsal, campo de la concha, y ventral, estructura del pie, además de su papel en la neurogénesis (Huan *et al.*, 2019)
- Efectos del incremento de la serotonina en pulpos (Pérez *et al.*, 2017)
- Perfil de lípidos (colesterol y fitosterol) y minerales de caracoles marinos, importantes para la nutrición humana (Fiordelmondo *et al.*, 2020)

## Bibliografía

- Abbott, N. J., Williamson, R. y Maddock, L. (eds.). (2012). Cephalopod neurobiology: neuroscience studies in squid, octopus and cuttlefish. Oxford Scholarship Online.
- Aladro-Lubel, M. A., Martínez-Murillo, M. E., Lira-Galera, I. E. y Rojas-Ruiz, V. E. (1992). Guía de prácticas de campo protozoarios e invertebrados estuarinos y marinos. AGT Editor S.A.
- Albertin, C. B., Simakov, O., Mitros, T., Wang, Z. Y., Pungor, J. R., Edsinger-Gonzales, E., Brenner, S., Ragsdale, C. W. y Rokhsar, D. S. (2015). The octopus genome and the evolution of cephalopod neural and morphological novelties. *Nature*, 524(7564), 220-224. <https://doi.org/10.1038/nature14668>
- Alejo-Plata, M., León-Guzmán, S. S., Díaz-Polo, R. y Torres-Huerta, A. M. (2019). Diversidad, abundancia y frecuencia de argonautas (Cephalopoda: Argonautidae), en la dieta de peces pelágicos de importancia comercial en Oaxaca, México. *Revista de Biología Marina y Oceanografía*, 54(1), 107-117. <https://doi.org/10.22370/rbmo.2019.54.1.1651>
- Alkon, D. (1986). El aprendizaje de un caracol marino. Prensa científica.
- Alonso, L. (2017). Mente animal. *Investigación y ciencia*, 84, 94-95.
- Álvarez, G., Rangel, J., Araya, M., Álvarez, A., Pino, R., Uribe, E., Díaz, P. A., Rossignoli, A. E., López-Rivera, A. y Blanco, J. (2020). Rapid domoic acid depuration in the scallop *Argopecten purpuratus* and its transfer from the digestive gland to other organs. *Toxins*, 12(11), 698. <https://doi.org/10.3390/toxins12110698>
- Aparicio, L. F. (1975). Los Moluscos I y II. Hiares.
- Ayyagari, V. S. y Screerama, K. (2020). Molecular phylogeny and evolution of Pulmonata (Mollusca: Gastropoda) on the basis of mitochondrial (16S, COI) and nuclear markers (18S, 28S): an overview. *Journal of Genetics*, 99(17). <https://doi.org/10.1007/s12041-020-1177-z>
- Bai, Y., Nie, H., Wang, Z. y Yang, X. (2020). Genome-wide identification and transcriptome-based expression profiling of Wnt gene family in *Ruditapes philippinarum*. *Comparative Biochemistry and Physiology Part D: Genomic and Proteomics*, 35, 100709. <https://doi.org/10.1016/j.cbd.2020.100709>
- Bardach, J. E., Ryther, J. H. y McLaren, W. O. (1990). Acuicultura. AGT editor, S.A.
- Barnes, R. D. (1989). Zoología de los invertebrados. Interamericana.
- Brusca, R. C. y Brusca, G. J. (2005). Invertebrados (2.ª ed.). McGraw-Hill.
- Buchsbaum, R. (1938). Animals without backbones. An introduction to the invertebrates. The University of Chicago.
- Castillo-Rodríguez, Z. G. (2014). Biodiversidad de moluscos marinos en México. *Revista Mexicana de Biodiversidad*, 85, 419-430.
- Chen, Y., Wang, J., Liao, M., Li, X. y Dong, Y. (2021). Temperature adaptations of the thermophilic snail *Echinolittorina malaccana* insights from metabolomics analysis. *Journal of Experimental Biology*, 224(6), 1-16. <https://doi.org/10.1242/jeb.238659>
- Cuvillier-Hot, V. y Lenoir, A. (2020). Inver-

tebrates facing environmental contamination by endocrine disruptors: novel evidences and recent insights. *Molecular and Cellular Endocrinology*, 504, 1-24. <https://doi.org/10.1016/j.mce.2020.110712>

Darrigran, G. (Coord.). (2013). Los moluscos bivalvos. Aportes para su enseñanza: Teoría-métodos. Editorial de la Universidad de la Plata. <https://www.memoria.fahce.unlp.edu.ar/libros/pm.388/pm.388.pdf>

De Oliveira, A. L., Wollesen, T., Kristof, A., Scherholz, M., Redl, E., Todt, C., Bleidorn, C. & Wanninger, A. (2016). Comparative transcriptomics enlarges the toolkit of known developmental genes in mollusks. *BMC Genomics*, 17(905), 1-23. <https://doi.org/10.1186/s12864-016-3080-9>

Delgado, M. F., Gualteros, W., Espinosa, S., Lucero, C., Roldán, A. M., Zapata, L. A., Cantera, J. R., Candelo, C., Palacio, C., Muñoz, O., Mayor G. y Gil-Agudelo, D. L. (2010). Pianguado-Estrategias para el manejo de la piangua (cartilla). Cali, Colombia. Invemar, Asconar, WWF Colombia, Universidad del Valle, Uaesp-NN-PNN Sanquianga, Co-financiado por el Ministerio de Agricultura. Serie de publicaciones generales Invemar.

Díaz, J. M., Melo, G., Posada, J. M., Piedra, A. y Ross, E. (2014). Guía de identificación: Invertebrados marinos de importancia comercial en la costa Pacífica de Colombia. Fundación MarViva.

Díaz-Merlano, J. M. y Puyana-Hegedus, M. (1994). Moluscos del Caribe Colombiano. Un catálogo ilustrado. Colciencias, Fundación Natura, Invemar.

Ewere, E. E., Reichelt-Brushett, A. y Benkendorff, K. (2021). Impacts of neonicotinoids on molluscs: what we know and

what we need to know. *Toxics*, 9(21), 1-29. <https://doi.org/10.3390/toxics9020021>

Fiordelmondo, E., Roncarati, A., Vincenzetti, S., Pinzaru, S. C. y Felici, A. (2020). Sterol and mineral profiles of the common sea snail *Hinia reticulata* and the long sea snail *Nassarius mutabilis* (Gastropods) collected from the Middle Adriatic Sea. *Current Research in nutrition and food science*, 8(3), 757-764. <https://doi.org/10.12944/CRNFSJ.8.3.08>

Fodor, I., Hussein, A. A. A., Benjamin, P. R., Koene, J. M. y Pirger, Z. (2020). The unlimited potential of the great pond snail, *Lymnaea stagnalis*. *eLife*, 9, e56962. <https://doi.org/10.7554/eLife.56962>

García-Álvarez, O., Urgorri, V., Perez-Señaris, M. y Díaz-Agras, G. (2017). Filo Molusca, clase Solenogastres. En R. Bañón (Ed.). *Inventario de la biodiversidad marina de Galicia: Proyecto LEMGAL*. (pp. 261-264). Consellería do Mar, Xunta de Galicia.

Gomes Dos Santos, A., Lopes-Lima, M., Castro, L. F. y Froufe E. (2020). Molluscan genomics: the road so far and the way forward. *Hydrobiologia*, 847(3), 1-23. <https://doi.org/10.1007/s10750-019-04111-1>

González, A. F. y Guerra, A. (1993). Composición química, aspectos nutritivos y ecotoxicología de los Cefalópodos. En X. A. Fidalgo Santamariña y X. Simal Gándara (Eds.). *Contaminación ambiental e alimentaria*. (pp 121-139). *Cadernos do Laboratorio ourensán de Antropoloxía social. Serie Cursos e Congresos*, (Bromatoloxía).

Gordon, A. (1986). *Zoología general*. Compañía Editorial Continental, S.A.

- Guerra, A. (2006). Estrategias evolutivas de los Cefalópodos. *Investigación y ciencia*, 355, 50-59.
- Guerra, A. y Perez, G. (1984). Larvas de Cefalópodos. *Investigación y ciencia*, 89, 6-15.
- Guo, Q., Chen, J., Wang, J., Zeng, H. y Yu, J. (2020). Recent progress in synthesis and application of mussel-inspired adhesives. *Nanoscale*, 12(3), 1307-1324. <https://doi.org/10.1039/c9nr09780e>
- Györi, J., Kohn, A. B., Romanova, D. Y. y Moroz, L. L. (2021). ATP signaling in the integrative neural center of *Aplysia californica*. *Scientific Reports*, 11(5478), 1-11. <https://doi.org/10.1038/s41598-021-84981-5>
- Gracia, A., Díaz, J.M. y Ardila, N.E. (2005). Quitones (Mollusca: Polyplacophora) del Mar Caribe Colombiano. *Biota Colombiana* 6(1), 117-125.
- Herrero-Barrencua, A. (2015). Biología y ecología de tres especies de nudibrancos de la familia Polyceridae. [Tesis doctoral], Universidad de Las Palmas de Gran Canaria.
- Hickman, F. y Hickman, C. (1991). *Zoología Manual de Laboratorio*. Interamericana McGraw-Hill.
- Huan, P., Wang, Q., Tan, S. y Liu, B. (2019). Dorsoventral decoupling of Hox gene expression underpins the diversification of molluscs. *PNAS*, 117(1), 503-512. <https://doi.org/10.1073/pnas.1907328117>
- Ip, J. H., Xu, T., Sun, J., Li, R., Chen, C., Lan, Y., Han Z., Zhang, H., Wei, J., Wang, H., Tao, J., Cai, Z., Quian, P. Y. y Qiu, J. W. (2021). Host-Endosymbiont genome integration in a deep-sea chemosymbiotic clam. *Molecular Biology and Evolution*, 38(2), 502-518. <https://doi.org/10.1093/molbev/msaa241>
- Isvaeva, V. V. y Kasyanov, N. V. (2021). Symmetry transformations in Metazoan evolution and development. *Symmetry*, 13(2), 1-30. <https://doi.org/10.3390/sym13020160>
- King, N. y Rokas, A. (2017). Embracing uncertainty in reconstructing early animal evolution. *Current Biology*, 27, 81-88. <https://doi.org/10.1016/j.cub.2017.08.054>
- Klein, A. H., Ballard, K. R., Storey, K. B., Motti, C. A., Zhao, M. y Cummins, S. F. (2019). Multi-omics investigations within the phylum Mollusca, class Gastropoda: from ecological application to breakthrough phylogenomic studies. *Briefings in Functional Genomics*, 18(6), 377-394. <https://doi.org/10.1093/bfgp/elz017>
- Kocot, K. M., Poustka, A. J., Stöger, I., Halanych, K. M. y Schrödl, M. (2020). New data from Monoplacophora and a carefully curated dataset resolve molluscan relationships. *Scientific Reports*, 10(101), 1-8. <https://doi.org/10.1038/s41598-019-56728-w>
- Kocot, K. M., Todt, C., Mikkelsen, N. T. y Halanych, K. M. (2019). Phylogenomics of Aplacophora (Mollusca, Acuifera) and a solenogaster without a foot. *Proceedings of the Royal Society B*. 286, 1-9. <https://doi.org/10.1098/rspb.2019.0115>
- Instituto Nacional de Salud (INAS). (2016). Concepto científico sobre consumo de caracol gigante africano y su implicación en salud. Grupo de Evaluación de Riesgos en Inocuidad de Alimentos (ERIA) y Plaguicidas.
- Iversen, E.S. (1982). *Cultivos marinos*. Acribia.
- Lemer, S., Bieler, R. y Giribet, G. (2019). Resolving the relationships of clams and

- cockles: dense transcriptome sampling drastically improves the bivalve tree of life. *Proceedings of the Royal Society B*, 286, 20182684
- Lemos, M. L. y Del Castillo, B. (1988). *Zoología*. Editorial Universidad de Nariño.
- Li, F., Li, Y., Yu, H., Zhang, L., Hu, J., Bao, Z. y Wang, S. (2020). MolluscDB: an integrates functional and evolutionary genomics database for the hyper-diverse animal phylum Mollusca. *Nucleic Acid Research*, 49, 1-10. <https://doi.org/10.1093/nar/gkaa918>
- Li, Y., Nong, W. y Hui, J. H. L. (2020). Reconstruction of ancient homeobox gene linkages inferred from a new high-quality assembly of the Hong Kong oyster (*Magallana hongkongensis*) genome. *BMC Genomics*, 21(713), 1-17.
- Linares, E. L., Lasso, C. A., Vera-Ardila, M. L. y Morales-Betancourt, M. A. (2018). XVII. Moluscos dulceacuícolas de Colombia. Serie editorial Recursos Hidrobiológicos y Pesqueros Continentales de Colombia. Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt.
- Liu, C., Ren, Y., Li, Z., Hu, Q., Yin, L., Wang, H., Quiao, X., Zhang, Y., Xing, L., Xi, Y., Jiang, F., Wang, S., Huang, C., Liu, B., Liu, H., Wan, F., Quian, W. y Fan, W. (2021). Giant african snail genomes provide insights into molluscan whole-genome duplication and aquatic-terrestrial transition. *Molecular Ecology Resources*, 21(2), 478-494. <https://doi.org/10.1111/1755-0998.13261>
- Liu, S., Chen, X., Lian, S., Dai, X., Hu, N., Zhang, F., Zhang, L., Bao, Z. y Wang, S. (2019). Genome-wide identification and expression profiling of the Wnt gene family in three bivalve molluscs. *Comparative Biochemistry and Physiology Part D Genomic and Proteomics*, 29, 299-307. <https://doi.org/10.1016/j.cbd.2019.01.008>
- Marshall, A. J. y Williams, W. D. (1980). *Zoología de invertebrados*. Reverté.
- McCuaig, B., Peña-Castillo, L. y Dufour, S. C. (2020). Metagenomic analysis suggests broad metabolic potential in extracellular symbionts of the bivalve *Thyasira cf. gouldi*. *Animal Microbiome*, 2(7), 1-10. <https://doi.org/10.1186/s42523-020-00025-9>
- Muedra, V. (1979). *Anatomía animal*. Jover.
- Nguyen, T. V. (2020). *Metabolomics applications in immunological studies of marine molluscs*. [Thesis for PhD], Auckland University of Technology. <https://doi.org/10.13140/RG.2.2.10327.21929>
- Organización de las Naciones Unidas para la alimentación y la Agricultura (FAO). (2018). *El estado mundial de la pesca y la acuicultura 2018. Cumplir los objetivos de desarrollo sostenible*. Roma.
- Patiño-Montoya, A. y Abella-Medina, C. A. (2017). Variación morfológica de *Chiton stokesii* (Polyplacophora: Chitonidae) en un gradiente intermareal del Parque Nacional Natural Isla Gorgona. *Revista Biodiversidad Neotropical*, 7(4), 284-290. <https://doi.org/10.18636/bioneotropical.v7i4.609>
- Pérez, P. V., Butler-Struben, H. M. y Crook, R. J. (2017). The selective serotonin reuptake inhibitor fluoxetine increases spontaneous afferent firing, but not mechanonociceptive sensitization, in octopus. *Invertebrate Neuroscience*, 17(10). <https://doi.org/10.1007/s10158-017-0203-1>

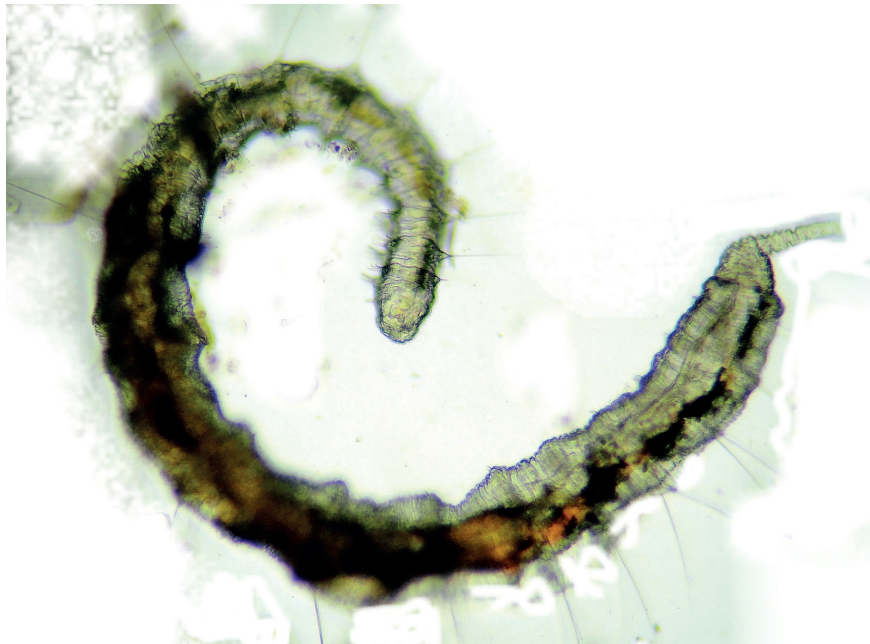


- Perez-Señarís, M. P., García-Álvarez, O., Urgorri, V. y Díaz-Agras, G. (2017). Filo Mollusca, clase Caudofoveata. En R. Bañón (Ed.). Inventario de la biodiversidad marina de Galicia: Proyecto LEMGAL. (pp. 265-267). Consellería do Mar, Xunta de Galicia.
- Polese, G., Bertapelle, C. y Di Cosmo, A. (2016). Olfactory organ of *Octopus vulgaris*: morphology, plasticity, turnover and sensory characterization. *Biology Open*, 5, 611-619. <https://doi.org/10.1242/bio.017764>
- Programa de las Naciones Unidas para el Desarrollo (PNUD). (2014). Moluscos Invasoras de Chile: Documento del Taller Moluscos Exóticos Invasores en Chile: Efectos en la biodiversidad. Santiago de Chile.
- Powlley, D., Subramanian, S., Suwan-Ard, S., Zhao, M., O'connor, W., Raftos, D. y Elizur, A. (2018). The genome of the *Saccostrea* offers insight into the environmental resilience of bivalves. *DNA Research*, 25(6), 655-665. <https://doi.org/10.1093/dnares/dsy032>
- Quirós-Rodríguez, J. A., Arias-Ríos, J. E. y Campos, N. H. (2015). Ensamble de quitones (Mollusca: Polyplacophora) en el litoral rocoso del departamento de Córdoba, Caribe colombiano. *Actualidades Biológicas*, 37(103), 177-184. <https://doi.org/10.17533/udea.acbi.v37n103a06>
- Ramírez, R., Paredes, C. y Arenas, J. (2003). Moluscos del Perú. *Revista de Biología Tropical*, 51(3), 225-284.
- Rincón, N. G., Rincón, J. D. y Castellanos, C. V. (2015). Compuestos con potencial actividad farmacológica obtenidos a partir de conotoxinas de animales marinos (moluscos gasterópodos *Conus magus*). *Biociencias*, 10(2), 51-63.
- Ros J. (1986). *Comportamiento animal*. Prensa científica.
- Sánchez, C. (2003). *Crianza y Comercialización de Caracoles Helicultura*. Ediciones Ripalme.
- Strugnell, J. y Nishiguchi, M. K. (2007). Molecular phylogeny of coleoid cephalopods (Mollusca: Cephalopoda) inferred from three mitochondrial and six nuclear loci: a comparison of alignment, implied alignment and analysis methods. *Journal of Molluscan Studies*, 73(4), 399-410. <https://doi.org/10.1093/mollus/eym038>
- Sun, J., Li, R., Chen, C., Sigwart, J. D. y Kocot, KM. (2021). Benchmarking Oxford nanopore read assemblers for high-quality molluscan genomes. *Phil. Trans. R. Soc. B*, 376, 20200160-20200160.
- Takeshi, T., Koyanagi, R., Gyoja, F., Kanda, M., Hisata, K., Fujie, M., Goto, H., Yamasaki, S., Nagai, K., Morino, Y., Miyamoto, H., Endo, K., Endo, H., Nagasawa, H., Kinoshita, S., Asakawa, S., Watabe, S., Satoh, N. y Kawashima, T. (2016). Bivalve-specific gene expansion in the Pearl oyster genome: implications of adaptation to a sessile lifestyle. *Zoological Letters*, 2(3), 1-13. <https://doi.org/10.1186/s40851-016-0039-2>
- Trigg, S. A., Mitchell, K. R., Thompson, R. E., Eudeline, B., Vadopalas, B., Timmins-Schiffman, E. B. y Roberts, S. B. (2020). Temporal proteomic profiling reveals insight into critical developmental processes and temperature influenced physiological response differences in a bivalve mollusc. *BMC Genomics*, 21(723), 1-15. <https://doi.org/10.1186/s12864-020-07127-3>
- Urgorri, V., Trigo, J. E., García-Álvarez, O., Rolán-Mosquera, E., Díaz-Agras, G.,

- Perez-Señarís, M. y Troncoso, J. S. (2017). Filo Mollusca, Clase Gastropoda. En R. Bañón (Ed.). *Inventario de la biodiversidad marina de Galicia: Proyecto LEMGAL*. (pp. 277-300). Consellería do Mar, Xunta de Galicia.
- Vega Petkovic, M. (2013). Determinación de la actividad antimicrobiana de la melamina purificada, a partir de la tinta de *Octopus mimus* Gould, 1852 (Cephalopoda: Octopodidae). *Latin American Journal of Aquatic Research*, 41(3), 584-587. <https://doi.org/10.3389/fevo.2020.567049>
- Vera-Ardila, M. L. (2008). Lista de los géneros de moluscos terrestres de Colombia (Mollusca: Gastropoda: Prosobranchia: Mesogastropoda y Pulmonata: Stylommatophora). *Biota Colombiana*, 9(1), 39-62.
- Viladevall, PI. (1983). *El caracol cría y producción*. Aedos.
- Wegner, M. K., Lokmer, A. y Uwe, J. (2020). Genomic and transcriptomic differentiation of independent invasions of the Pacific oyster *Crassostrea gigas* Font Ecology and Evolution, 26. <https://doi.org/10.1038/s41598-020-63122-4>
- Xu, F., Gao T. y Liu, X. (2020). Metabolomics adaptation of juvenile Pacific abalone *Haliotis discus hannai* to heat stress. *Scientific Reports* 10(6353), 1-11. <https://doi.org/10.1038/s41598-020-63122-4>
- Yoshida, M., Yura, K. y Ogura, A. (2014). Cephalopod eye evolution was modulated by the acquisition of Pax-6 splicing variants. *Scientific Reports*, 4 (4256), 1-6 <https://doi.org/10.1038/srep04256>
- Zhang, M., Wang, Y., Li, Y., Li, W., Li, R., Xie, X., Wang, S., Hu, X., Zhang, L. y Bao, Z. (2018). Identification and characterization of neuropeptides by transcriptome and proteome analyses in a bivalve mollusk *Patinopecten yessoensis*. *Frontiers in Genetics*, 9(197), 1-18. <https://doi.org/10.3389/fgene.2018.00197>
- Ziegler, A. y Sagomy, C. (2021). Holistic description of new deep sea megafauna (Cephalopoda: Cirrata) using a minimal invasive approach. *BMC Biology*, 19(81), 1-14. <https://doi.org/10.1186/s12915-021-01000-9>

**Cuarta Unidad:**  
Anélidos

---



## **Propósitos**

- Generalice el concepto de metamerismo para los Clitellata y algunos poliquetos.
- Identifique y describa las características diagnósticas morfológicas de los anélidos.
- Reconozca la importancia de los anélidos desde el punto de vista médico, ecológico y de los organismos modelo.

## **Competencias**

- Define el metamerismo y su importancia en el filo anélidos.
- Distingue las características que definen los Clitellata y algunas familias de poliquetos.
- Reconoce la importancia ecológica de las lombrices de tierra.
- Reconoce la importancia médica de las sanguijuelas.
- Contrasta las características morfológicas (internas y externas), hábitat y hábitos de los poliquetos con los clitelados.
- Reconoce la importancia de los poliquetos en ambientes marinos y biomédicos.

## Introducción

Se presenta el filo de los anélidos, con una característica destacable que es la segmentación del celoma, estos, constituyen un grupo con importancia en varios aspectos biológicos, ecológicos y médicos. Los Clitellata se ejemplifican por el estudio de la morfología interna y externa de la lombriz de tierra y la mor-

fología externa de la sanguijuela, en los poliquetos se contemplan morfología interna y externa ilustrada, sus hábitos y clasificación. Esta unidad finaliza con la filogenia del filo y un resumen estratégico sobre las estructuras externas e internas de los grupos Clitellata y poliquetos metamerizados.

### 4.1 Anélidos

---

Triblásticos, celomados metamerizados: celoma dividido por tabiques transversales (septos) revestidos de peritoneo, cada segmento o **metámero** presenta un par de nefridios, vasos sanguíneos dorsal y ventral, cordones nerviosos dorsal y ventral, el cuerpo dividido en cabeza o **prostomio** (Fig. 4.1), cuerpo o soma formado por serie de metámeros y segmento posterior o **pigidio**. La pared del cuerpo está compuesta por una epidermis que genera una cutícula de fibras de colágeno, mucopolisacáridos y ácido hialurónico (detalles ver Purschke *et al.*, 2014), los músculos longitudinales y circulares y el peritoneo.

Es preciso señalar que hay grupos que se han integrado al filo de los anélidos,

tales como los pogonóforos, echiúridos y sipúnculidos, caracterizados por ser **celomados**, pero sin segmentación o metamerismo, todos han pasado a la categoría de familia e integran la filogenia de los anélidos. Para facilitar el estudio de los Annelida se estudian en detalle los Clitellata, con la lombriz de tierra y la sanguijuela, y luego los poliquetos, con el nereis de la familia Nereididae, suborden Phyllodocida.

Las lombrices de tierra presentan quetas (Fig. 4.1) y los poliquetos parapodios, estos últimos en su estructura interna formados por quetas que funcionan como esqueleto del parapodio (Purschke *et al.*, 2014).

### 4.2 Lombriz de tierra

---

#### *Clitellata, Oligochaeta*

##### **Competencias:**

- Define el metamerismo y su importancia en los Clitellata.
- Distingue las características que definen los Clitellata.
- Reconoce la importancia ecológica de las lombrices de tierra.

Tamaño entre 1 cm de largo y 2 mm de grosor, hasta 1m o más y 3 cm de largo y grosor (Fragoso y Rojas, 2014).

La lombriz común *Lumbricus terrestris* vive en el suelo húmedo y rico, no arenoso. Es nocturna dejando sus escondrijos de noche para salir a comer.

## **Importancia**

Las lombrices poseen importancia como descomponedores primarios, junto con coleópteros y termitas, son responsables de descomponer las excretas de los mamíferos y hojarasca de los pastizales, con lo cual aumentan la fertilidad de los suelos y la productividad del pastizal, hay una relación directa entre la población de lombrices y la producción de forraje (Crespo, 2013).

La lombriz roja californiana *Eisenia foetida*, es utilizada para el vermicompost, para generar abono orgánico (Paco *et al.*, 2011).

## **Anatomía externa (Figs. 4.1-4.3)**

**Quetas** (setas, Fig. 4.3) cada segmento tiene dos pares laterales y dos pares casi ventrales. Las quetas (Figs. 4.1-4.3) son estructuras de tubos de quitina, formadas en células quetoblastos, las cuales están acompañadas de células foliculares (Purschke *et al.*, 2014).

**Prostomio** (Fig. 4.1), pequeño lóbulo dorsal en el extremo anterior del cuerpo, **peristomio**, primer segmento del cuerpo contiene la boca. Para ayudar en la localización de las estructuras, a los somitas se les ha asignado números principian-do con I, inmediatamente después del prostomio.

**Clitelo** (cinturón de tejido glandular), cubre los segmentos 32 a 37, está presente

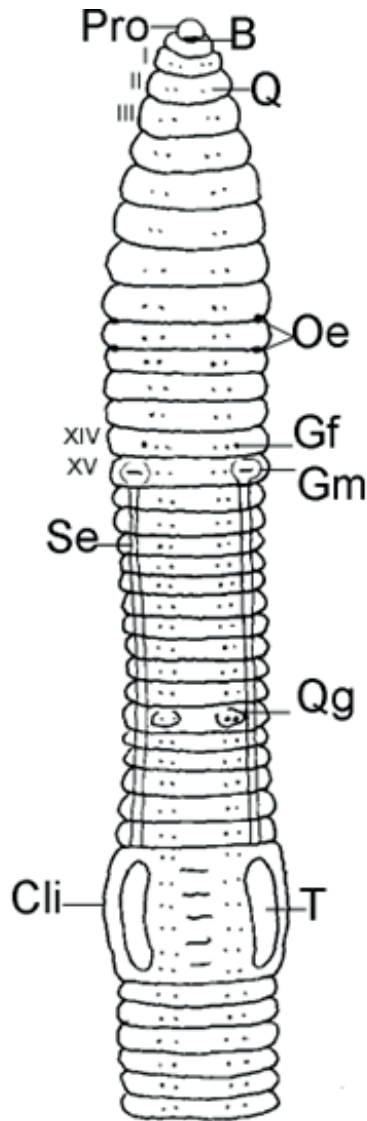
sólo en ejemplares adultos (Figs. 4.1 y 4.2). Durante la reproducción produce cápsulas llamadas **ootecas (o capullos)**, donde se colocan los huevos y sucede la fecundación. Los embriones se desarrollan en el capullo y generalmente nace una lombriz por capullo (Fragoso y Rojas, 2014).

Vesículas seminales (Fig. 4.4), tres estructuras grandes donde se almacenan y maduran los espermatozoos. Receptáculos seminales, estructuras redondas, blancas y pequeñas, hay un par en el segmento nueve y un par en el segmento diez, guardan el semen recibido durante la copulación.

Aberturas genitales masculinas, dos aberturas rodeadas de labios recrecidos, localizadas cerca de la línea media en la región ventral del segmento 15, hay dos canales que van desde las aberturas genitales masculinas hasta el clitelo. Durante la copulación, estos canales conducen semen desde las aberturas genitales masculinas de un gusano hasta los receptáculos seminales del otro. Carecen de órganos copuladores, pero pegan sus cuerpos con un tubo mucoso, que permite al semen nadar desde los poros masculinos de cada gusano a las aberturas de los receptáculos seminales de la pareja. **Hermafroditas con fecundación cruzada.**

**Figura 4.1**

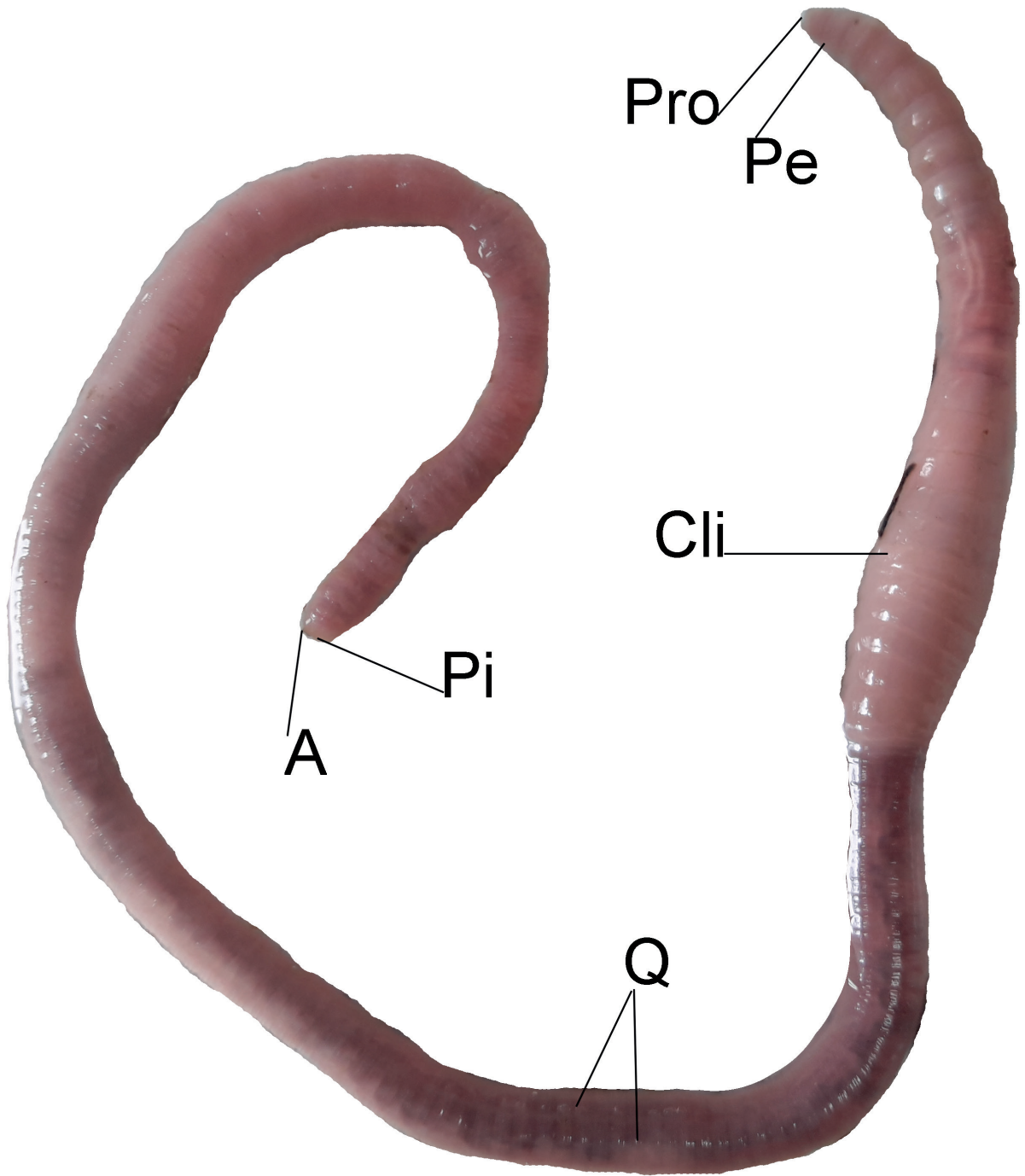
Lombriz de tierra vista antero-ventral. B: boca, Cli: clitelo, Gf: gonoporo femenino, Gm: gonoporo masculino, Pro: prostomio, Q: quetas o sedas, Qg: quetas genitales, Oe: orificios de las espermatecas, Se: surcos espermáticos, T: tubérculo. En el flanco izquierdo la numeración de los segmentos.



**Nota.** Redibujado de Barnes (1986).

**Figura 4.2**

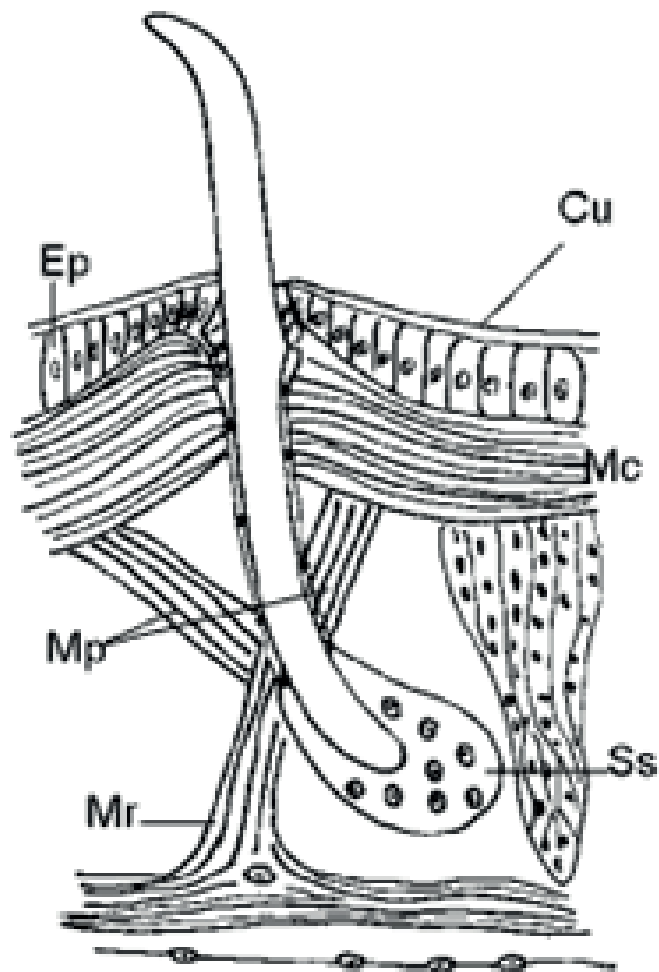
Lombriz de tierra, Lumbricidos. A: ano, Cli: clitelo, Pi: pigidio, Pe: peristomio, Pro: prostomio, Q: quetas.





**Figura 4.3**

Esquema de una queta y músculos asociados de la lombriz de tierra. Cu: cutícula, Ep: epidermis, Mc: musculatura circular, Mp: músculos protractores de la queta, Mr: músculo retractor de la queta, Ss: saco setífero.



**Nota.** Redibujado de Brusca y Brusca (2005).

### **Anatomía interna**

El celoma contiene las vísceras y también fluido celómico o perivisceral. La presión que ejerce este líquido contra los septos contribuye a la locomoción del animal.

Sistema digestivo (Fig. 4.5): faringe muscular, succiona alimento y lo empuja hacia el esófago, el cual conduce al buche: área ensanchada que sirve para almacenar alimento, molleja: estructura muscular que tritura el alimento, intestino va desde la molleja hasta el ano, localizado en el último segmento. En el intestino sucede la digestión y absorción del alimento. Se alimentan de materia orgánica particulada.

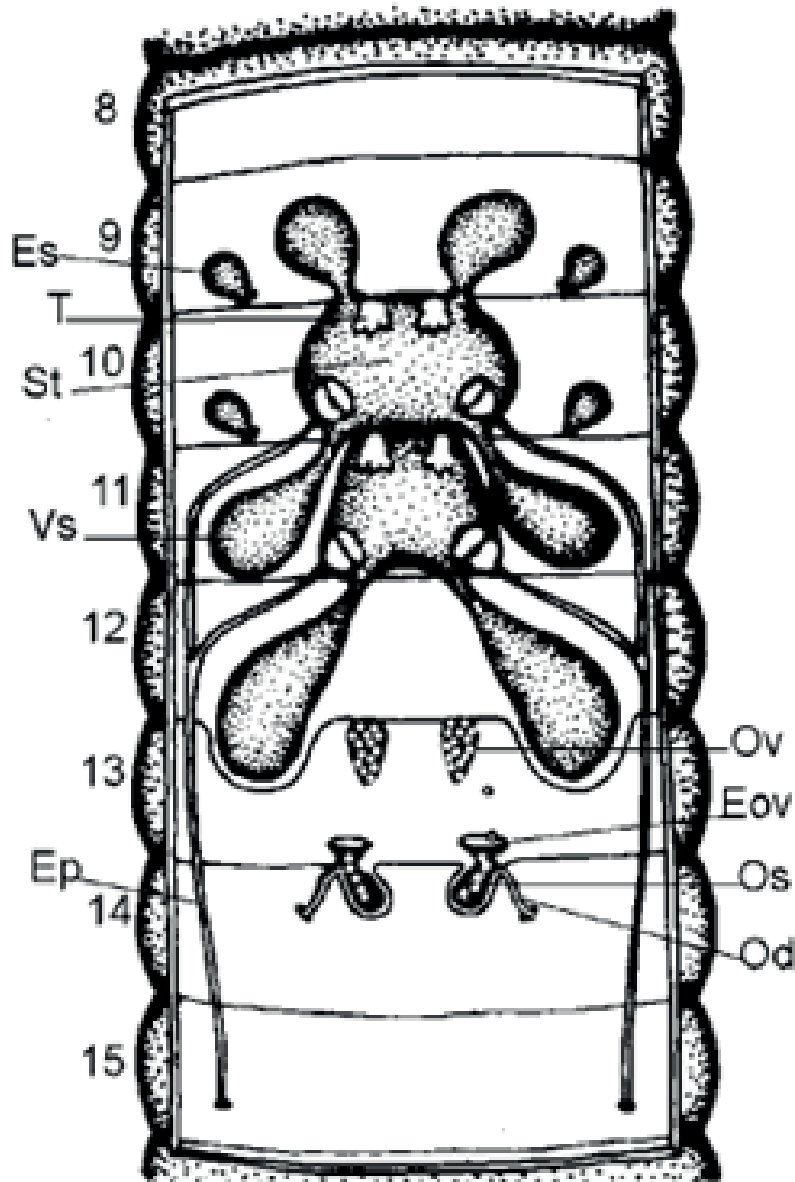
**Nefridios**, unidades funcionales del sistema excretor. Hay un par de nefridios por cada segmento, uno a cada lado del tubo digestivo. Su función es filtrar la sangre y el fluido celómico.

Sistema circulatorio **cerrado**. Vaso dorsal (aorta) pulsa para bombear la sangre hacia la región anterior del cuerpo (Fig. 4.6). Vaso ventral, lleva sangre hacia la región posterior del cuerpo. Arcos aórticos, estos cinco pares de vasos (anteriormente llamados corazones) conectan el vaso dorsal con el ventral, a la vez que pulsan para mantener la presión en el vaso ventral.

Cordón nervioso ventral, localizado sobre la pared ventral del cuerpo (Fig. 4.5). Cada segmento presenta un ensanchamiento que corresponde al **ganglio** y la conectiva que va de un ganglio al próximo. Conectivas circunfaríngeas, un par de conectivas que cerca del quinto segmento rodean la faringe y se dirigen hacia la parte dorsal anterior del cuerpo. **Cerebro** o ganglios suprafaríngeos, dos pequeñas estructuras esféricas localizadas en la parte dorsal del tercer segmento.

**Figura 4.4**

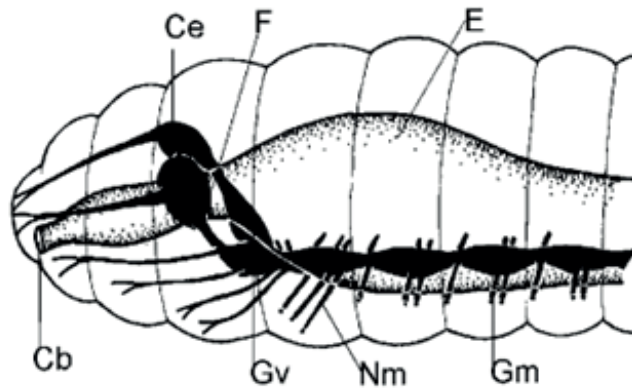
Esquema del sistema reproductor de la lombriz de tierra, en el lado izquierdo se indica el número del segmento. Ep: espermiducto, Es: espermateca, Eov: embudo ovárico, Od: oviducto, Os: ovisaco, Ov: ovario, St: saco testicular, T: testículo, Vs: vesícula seminal.



**Nota.** Modificado de Buchsbaum (1938).

**Figura 4.5**

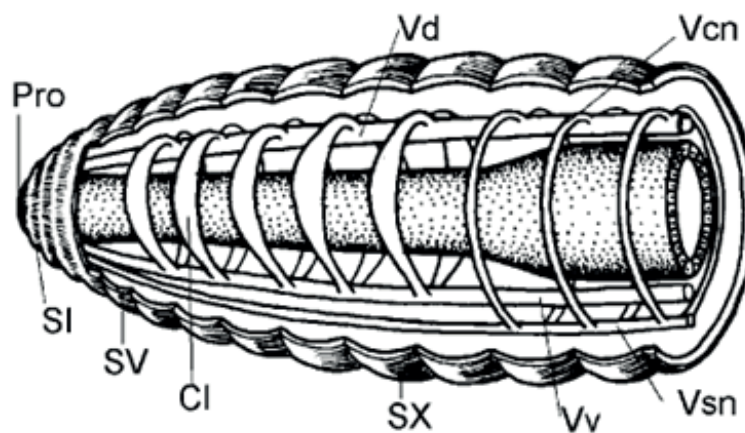
Esquema del sistema digestivo y nervioso de la lombriz de tierra. Cb: cavidad bucal, Ce: cerebro, F: faringe, E: esófago, Gm: ganglio por metámero, Gv: primer ganglio ventral, Nm: nervios por metámero.



**Nota.** Modificado de Buchsbaum (1938).

**Figura 4.6**

Esquema del sistema circulatorio de la lombriz de tierra. Cl: vaso periesofágico (corazón lateral), Pro: prostomio, S1: segmento 1, S5: segmento 5, S10: segmento 10, Vcn: Vaso comisural dorsoneural, Vd: vaso dorsal, Vsn: vaso subneural, Vv: vaso ventral.



**Nota.** Redibujado de Buchsbaum (1938).

En síntesis, los oligoquetos comprenden 3100 especies de anélidos terrestres y dulceacuícolas que sufren **desarrollo directo**. Están segmentados externa e internamente, con cabeza reducida, sin apéndices cefálicos y sin ojos, carecen de parapodios y tienen sedas cortas y relativamente poco numerosas. Son hermafroditas, fecundan sus huevos en el interior de un capullo quitinoso segregado por el **clitelo**. No tienen branquias, pero tienen redes vasculares bien desarrolladas en la piel, con respiración cutánea. Son principalmente herbívoros, especialmente de vegetación en descomposición. Las divisiones taxonómicas de la clase se basan principalmente en diferencias técnicas del sistema reproductor.

### ***Clitellata, Oligochaeta***

**Orden Prosopora.** Familia Lumbricidae: incluye oligoquetos dulceacuícolas que tienen los gonoporos masculinos en el mismo segmento que los testículos.

**Orden Plesiopora.** Familia Tubificidae: incluye formas marinas, dulceacuícolas y unas pocas terrestres. Tienen un par de testículos y de ovarios en segmentos

adyacentes, con los gonoporos masculinos en el segmento inmediatamente anterior o posterior al segmento que contiene los testículos. Como ejemplos, ***Tubifex***, que vive en los tubos y es frecuentemente utilizado como alimento de peces de acuario y el gusano de ribera, son indicadores de agua contaminadas. *Enchytraeus* abundante en arenas intermareales.

**Orden Opisthophora.** Incluye seis familias de lombrices de tierra y dos familias de oligoquetos dulceacuícolas y semi-terrestres. Cada uno tiene dos pares de testículos segmentarios seguidos de dos pares de ovarios también segmentarios, o un par de cada uno separados por un segmento intermedio. Los conductos espermáticos se extienden a través de uno o más segmentos desde el embudo hasta el gonoporo. Este orden incluye la familia principal de lombrices de zonas templadas.

Familia Lumbricidae: gonoporos masculinos en el segmento 15, anterior al clitelo. La lombriz roja californiana *Eisenia foetida*, se encuentra en esta familia.

### 4.3 Sanguijuela

#### Clitellata, Hirudinea

##### Competencias:

- Distingue las características que definen los Clitellata y especialmente los hirudineos.
- Reconoce la importancia médica de las sanguijuelas.

##### Importancia

De importancia médica es la sanguijuela *Hirudo medicinalis*, utilizadas en la microcirugía y cirugía reconstructiva, para salvar injertos y colgajos, amenazados por congestión venosa. Cada vez que muerde la sanguijuela, las glándulas salivales secretan sustancias anticoagulantes, vasodilatadoras y un anestésico local (Vera *et al.*, 2005).

**Organismos modelo.** Las especies de sanguijuelas, *Hirudo verbana*, *Helobdella triserialis*, *Helobdella austinensis* y *Haementeria ghilianii* (sanguijuela más grande del mundo), son modelos para estudios de neurobiología y biología del desarrollo (Kuo *et al.*, 2020).

Las sanguijuelas presentan dos **ventosas** en cada extremo del cuerpo (Figs. 4.7 y 4.8), ausencia de quetas y parapodios. Algunas sanguijuelas se alimentan de sangre, otras se alimentan de hemolinfa de invertebrados acuáticos y otros de invertebrados completos. Presentan una faringe succionadora con mandíbulas, algunas con probóscis eversible introducida al huésped una vez que las mandíbulas rasgan la piel. Los vertebrados son los principales huéspedes de las sanguijuelas ectoparásitas (Lazo *et al.*, 2008).

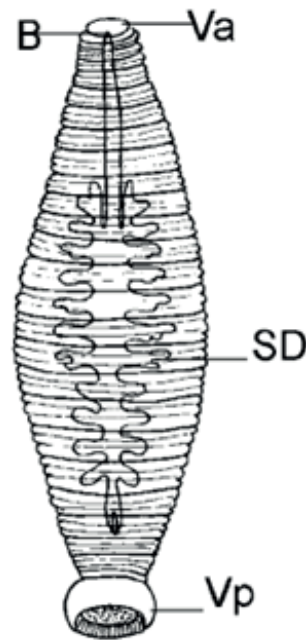
Figura 4.7

Sanguijuela terrestre, recolectada en el norte del departamento de Nariño (Colombia).



Figura 4.8

Esquema de una sanguijuela. B: boca, SD: sistema digestivo, Va: ventosa anterior, Vp: ventosa posterior.



Nota. Redibujado de Buchsbaum (1938).

## **Clitellata, Hirudinea**

De acuerdo con Pérez (2015), se listan algunas de las especies registradas para México.

**Orden Rhynchobdellida** incluye sanguijuelas marinas y dulceacuícolas que carecen de mandíbulas, pero tienen una probóscide protractil para succionar sangre y un sistema circulatorio que está separado de los senos celomáticos.

Glossiphoniidae: *Actinobdella magnidisca*, *Helobdella elongata*, *Haementeria lopezi*, *Placobdella mexicana*

Piscicolidae: *Myzobdella lugubris*, *Brancheion lobata*, *Stibarobdella macrothela*

Ozobranchidae: *Ozobranchus branchiatus*

**Arhynchobdellida** sanguijuelas que carecen de probóscide, dulceacuícolas o anfibias, con 5 a 8 pares de ojos, algunas hematófagas de vertebrados, otras cazan.

Salifidae: *Babronia weberi*

Erpobdellidae: *Erpobdella ochoterenai*

Haemopidae: *Haemopsis caballeroi*

Hirudinidae: *Limnobdella mexicana*, *Macrobdella decora*

Haemadipsidae: *Diestecostoma magna*

## **4.4 Poliquetos y otros anélidos marinos**

### **Competencias:**

- Contrasta las características morfológicas (internas y externas), hábitat y hábitos de los poliquetos y otros anélidos marinos con los clitelados
- Reconoce la importancia de los poliquetos y otros anélidos marinos.

### **Importancia**

Los poliquetos son muy abundantes en ambientes bentónicos marinos, se destaca su influencia en los procesos de sedimentación (bioturbación), reciclaje de nutrientes de la materia orgánica y papel en la productividad béntica (Górska *et al.*, 2019), además son considerados como buenos bioindicadores, tanto del impacto del estrés ambiental con variación de abundancia y diversidad en estuarios y áreas costeras, como de la contaminación producida por materia orgánica y de metales pesados (Kies *et al.*, 2020, León *et al.*, 2019).

**Importancia médica.** Una compañía francesa cultiva *Arenicola marina*, con el fin de extraer hemoglobina (Hgb), solución eficaz para el mantenimiento y conservación de órganos que van a ser trasplantados (riñón, hígado, corazón y páncreas), y también para detener hemorragias y cicatrizado más rápido. La estructura de la Hgb de este poliqueto se caracteriza por: a) ser producto extracelular (no contenida en glóbulo rojo), b) su capacidad para transportar 40 veces más oxígeno en el cuerpo humano (vs. Hgb humana solo transporta 4 moléculas de oxígeno por molécula), c) tamaño muy pequeño: 250 veces más pequeño que el eritrocito del humano (Hemarina, 2020).

*Urechis unicinctus*, Thalassematidae, contiene polipéptidos bioactivos plasmín y taquicinina, de importancia médica y económica. En acuicultura también resultan prometedores por sus altos niveles nutricionales (Jiao *et al.*, 2021, Li *et al.*, 2021).

**Organismos modelo.** *Platynereis dumerilii* especie cosmopolita, con ciclo reproductor controlado por la luna, regulado por oscilador endógeno, llamado ciclo de vida circalunar. Organismo modelo para

estudios de la biología del desarrollo, fisiología y neurobiología (Chartier *et al.*, 2018, Schenkelaars & Gazave, 2021 Starunov *et al.*, 2017).

### Generalidades

La mayoría marinos. El prostomio (Fig. 4.9) con órganos sensoriales como tentáculos, palpos y ojos, el metámero siguiente, **peristomio** en su parte ventral presenta la boca. Cada metámero con un par de apéndices laterales locomotores **parapódios** (Figs. 4.9-4.11). Los poliquetos según su movilidad y microhábitats bentónicos, presentan diferentes tipos alimentarios (Tabla 4.1).

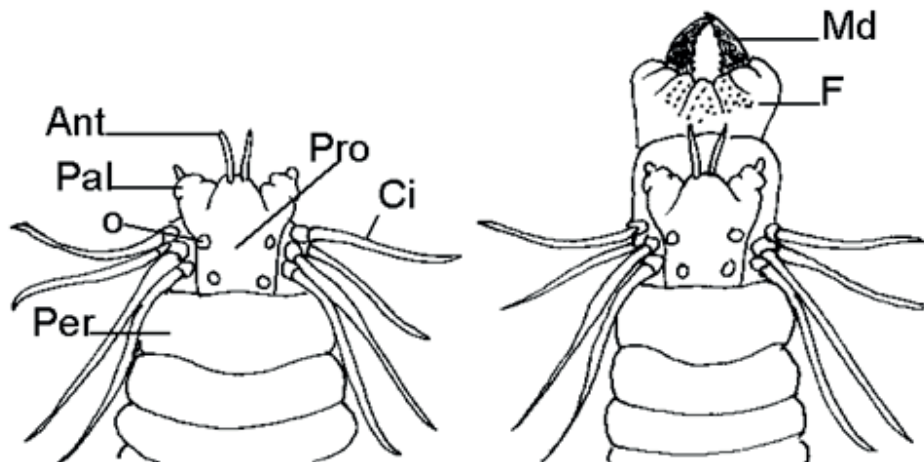
y gran variedad de globinas extracelulares, asociadas al transporte de oxígeno en su sistema circulatorio e irrigación de las branquias (Song *et al.*, 2020).

Los poliquetos, así como en otros animales, poseen proteínas globinas asociadas al transporte y regulación de oxígeno, las cuales, evolucionaron a partir de cinco genes de globina "citoglobina", presentes en el último ancestro común de los Bilateria. El poliqueto *Platynereis dumerilii*, conserva los genes ancestrales

En poliquetos la oogénesis ocurre en dos fases: 1) proliferación, oogonias se duplican por mitosis, 2) crecimiento, una oogonia I (pre-meiosis) y oogonia II (pre-vitelogénesis) atraviesan la meiosis e inician el proceso de maduración (hipertrofia y vitelogénesis). El desarrollo morfológico-fisiológico de estos procesos reproductivos de la hembra, junto con el análisis molecular de las poblaciones, permiten diferenciar especies crípticas y posibles vías de especiación (Samperi *et al.*, 2020).

### Figura 4.9

Esquema del nereis, el de la derecha con la faringe evertida. Ant: antenas, Ci: cirros peristomiales, F: faringe, Md: mandíbulas, O: ojo, Pal: palpos, Pro: prostomio, Per: peristomio.

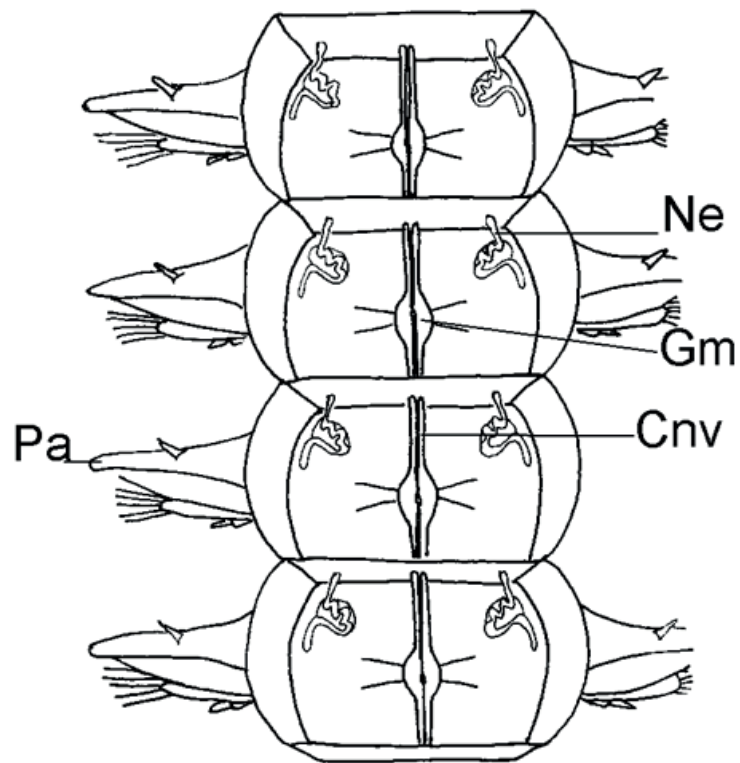


**Nota.** Redibujado de Buchsbaum (1938).



**Figura 4.10**

Esquema del nereis, plan corporal enfatizando en la organización por metámeros. Cnv: cordón nervioso ventral, Gm: ganglio metamérico, Ne: nefridio, Pa: parapodio.



**Nota.** Redibujado de Buchsbaum (1938).

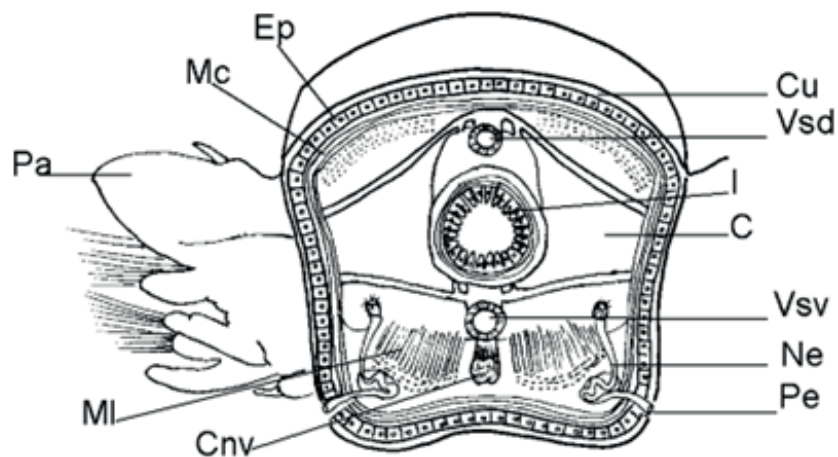
**Tabla 4.1**

Hábitos alimentarios de los poliquetos (Lazo et al., 2008).

Tipo alimentario	Característica
Depredadores	Con faringe evaginable con dos o más mandíbulas
Carroñeros u omnívoros	Con mandíbulas para arrancar
Deposítivoros no selectivos	Se alimentan de arena o fango a través de contacto directo con el sustrato, un ejemplo son los del género <i>Arenicola</i> que habitan en tubos en forma de J, con el prostomio dirigido al sustrato y los desechos son expulsados por el tubo recto
Deposítivoros selectivos	<i>Amphitrite</i> , por ejemplo, consume partículas alimenticias selectas a través de la extensión de sus tentáculos en el sustrato
Suspensívoros	Recolectan alimento por adhesión y transporte a la boca, ejemplo las familias <i>Serpulidae</i> y <i>Sabellidae</i> poseen una corona de radiolas monopinadas que salen del tubo hábitat

**Figura 4.11**

Esquema del corte transversal de *Nereis*. C: celoma, Cnv: cordón nervioso ventral, Cu: cutícula, Ep: epidermis, I: intestino, Mc: músculos circulares, Ml: músculos longitudinales, Ne: nefridio, Pa: parapodio, Pe: poro excretor, Vsd: vaso sanguíneo dorsal, Vsv: vaso sanguíneo ventral.



**Nota.** Redibujado de Buchsbaum (1938).

## ***Poliquetos y otros grupos de anélidos marinos***

Según la filogenia se presentan los anélidos agrupados en Errantia, Sedentaria, familias basales y paleoanélidos. De cada uno de estos grupos solo se incluyen algunas familias, o especies representativas.

### ***Errantia***

#### **Eunicida** (Fig. 4.12A)

Algunos miden más de 3 m, segmentación homonóma, con faringe no evaginable, 2-5 pares de mandíbulas, carnívoros u omnívoros. Habitan en el sustrato intersticial de todos los océanos del mundo y su origen data del Cámbrico (ver Anexo 1). Zanol *et al.* (2021), tratan estos poliquetos en la categoría de orden Eunicida.

#### **Phyllodocida**

- **Aphroditidae.** (ratones de mar), con cuerpos ovalados, superficie dorsal redondeada y cubierta por largas sedas con aspecto peludo o de ratón, omnívoros.
- **Polynoidae y Sigalionidae.** (gusanos con escamas), con la superficie dorsal cubierta por escamas imbricadas. Los Polynoidae, son bioluminiscentes, emiten luz verde (Morales *et al.*, 2021). Zhang *et al.* (2017) compararon tres especies marinas de polioideas, dos de aguas profundas y una de agua somera y encontraron diferencias significativas en las especies de aguas profundas: aumento de expresión de genes (v. g. genes de hemoglobina), en la duplicación de genes (ADN recombinante y del metabolismo), y mayor cantidad de aminoácidos básicos (Arg, His).
- **Nereididae.** (Figs. 4.9-4.11) (nereidos), segmentación homonóma, errantes

y depredadores, gusanos largos con una probóscide eversible, que lleva un par de mandíbulas quitinosas y una cabeza bien desarrollada, con cuatro ojos y ocho cirros. Alves *et al.* (2020), presentaron la filogenia de Nereididae con base en el genoma mitocondrial.

- **Syllidae.** (Fig. 4.12C), marinos bentónicos, caracterizados por presentar un proventrículo, como órgano especializado del sistema digestivo. Los del género *Odontosyllis*, bentónicos, realizan rituales de cortejo bioluminiscentes, en la superficie del mar donde se reproducen (Verdes *et al.*, 2018). También son conocidos por sus procesos de regeneración y su relación con la expresión de genes (Ribeiro *et al.*, 2019).

*Syllis magdalena* presenta reproducción por un tipo especial de epitoquia, denominado "estolonización", en la cual la parte posterior del organismo, hembra o macho, se especializa para la producción de gametos, después se desprende del organismo y los gametos son liberados al mar, donde ocurre la fecundación. Este proceso comprende la expresión de varios genes, su inicio es regulado por neurohormonas como: metil farne-soata, dopamina y serotonina, y todo el proceso está bajo el control circadiano (Álvarez-Campos *et al.*, 2018).

Las especies de Chile y de los archipiélagos Isla de Pascua y Juan Fernández, junto con claves ilustradas son presentada por San Martín *et al.*, (2017).

- **Glyceridae.** (Fig. 4.12D) (glicéridos), segmentación homónoma, largos, cilíndricos, especies cavadoras con una trompa muy larga, armada con cuatro mandíbulas, la mayoría excavadores de sustratos blandos.

### **Los mizostómidos**

Son gusanos marinos, acelomados, parcialmente segmentados de cuerpo plano y blando, larva trocófora, muy pequeños, 1,6 a 12 mm. Presentan cestas en forma de gancho para fijarse, boca anterior y cloaca posterior (tracto digestivo y útero), parapodios, algunos con introvertos, hermafroditas. Ecto o endoparásitos, en el sistema digestivo, celoma, o gónadas, al parecer coevolucionaron como simbioses de los crinoideos, desde hace 300 millones de años (ver Anexo 1), también hay asociaciones con ofiuros, asteroideos y con excepciones en las esponjas y en el coral negro *Antipatharia*. Pueden habitar en distintas profundidades, pero prefieren los arrecifes tropicales de aguas poco profundas, donde hay mayor diversidad de crinoideos (Eckhaut *et al.*, 2000, Rouse *et al.*, 2016, Summers & Rouse, 2014). Weigert *et al.* (2016), plantearon su posible relación como grupo hermano de Eunicida y Phyllodocida.

### **Sedentaria**

#### **Terebelliformia** (terebélidos) (Fig. 4.12B)

Gusanos espagueti por su apariencia con los tentáculos retraídos, proyectan largos tentáculos no retráctiles desde sus tubos o galerías. Son gusanos tubícolas, segmentación heterónoma, que construyen su tubo utilizando variedad de partículas del sustrato, como arena, restos de algas calcáreas, fragmentos de coral, conchas, pastos marinos, de tama-

ño entre 1-15 cm, habitan en la línea mareal hasta grandes profundidades, son frecuentes en sustratos arenosos, entre macroalgas o debajo de las piedras, son sedimentívoros y actúan en la remoción del sedimento del suelo marino (Molina-Acevedo y Londoño-Mesa, 2015).

#### **Arenicolida** (arenícolas) (Fig. 4.12E)

Cavadores que carecen de apéndices cefálicos. *Arenicola marina* "lombriz cebo", segmentación heterónoma, cuerpo dividido en tres partes, anterior con quetas, media con branquias y posterior sin ninguno de estos apéndices, faringe inerte y evaginable, viven en galerías en forma de J, en fondos arenosos o fangosos, sedimentívoros no selectivos.

*Arenicola marina*, se distingue su presencia en las playas por sus deposiciones de sedimento en forma espiral, producto de la excavación de su tubo en forma de J por debajo del sustrato. Estructuralmente se caracteriza por el prostomio trilobulado sin apéndices sensoriales, el peristomio formado por dos anillos, separados por una hendidura con dos estatocistos, uno a cada lado en su parte dorsal, y ventralmente contiene la boca. Presenta branquias rojas arborescentes situadas dorsalmente en los metámeros del tronco 8-20, los dos primeros pares de branquias reducidas. La región caudal es delgada y carece de branquias y parapodios (Telo-López, 2015).

- **Opheliidae.** Gusanos alargados, cilíndricos, delgados, con prostomio adaptado a la excavación, con manchas oculares, fosas sensoriales, órganos nucales, y papilas, parapodios bifurcados con setas capilares. Habitantes de sedimentos intersticiales hasta de agua profundas (Blake & Maclolek, 2020).
- **Capitellidae.** Poseen setas en forma de gancho alineadas en filas transversales en el notó y en el borde neuropodial. Son semisésiles, carecen de parapodios y otros apéndices externos. Los gonoductos se abren al exterior en la región dorsolateral (Schweigkofler *et al.*, 1998).
- **Spionidae.** (espiónidos), viven en tubos desde los que proyectan dos largos palpos peristomiales, que en reposo permanecen enrollados.

**Cirratuliformia.** (cirratúlidos), con muchas branquias largas, segmentarias y con forma de filamento, faringe inerte y no evaginable, excavadores, sedimentívoros selectivos.

- **Sabellariidae.** (sabelariidos) (Fig. 4.12F), segmentación heterónoma, cementan granos de arena en agregaciones de tubos, que toman la forma de un panal, tienen algunas sedas anteriores modificadas para formar un opérculo (tapadera) utilizado para cerrar el tubo. Fijan sus tubos a sustratos de arena en la zona intermareal permitiendo disminuir la velocidad del oleaje y generando nuevos microhábitats para la biota bentónica (Fernández-Álamo *et al.*, 2019).

*Sabellaria alveolata* y *Phragmatopoma caudata* forman sus tubos pegando partículas de sílice y calcáreas, los genes

relacionados con la síntesis de estos bioadhesivos pertenecen a las familias de la tirosinasa y peroxidasa, también hay varias enzimas incluidas en el proceso de adhesión como las quininas (Buffet *et al.*, 2018).

- **Sabellidae.** (sabélidos), gusanos abánico o plumero, segmentación heterónoma, tienen coronas de radiolas pinnadas en el peristomio y viven en tubos no calcáreas, puede ser un tubo membranoso, faringe inerte no evaginable, suspensívoros.
- **Serpulidae.** (serpúlidos), segmentación heterónoma, tienen coronas radiolares y viven en tubos calcáreas, epifitos de conchas de bivalvos o en rocas, con un tentáculo modificado como opérculo para tapar la entrada del tubo, suspensívoros. *Pomatoceros lamarckii* es presentado como modelo en ecotoxicología marina, cuenta con datos moleculares, y con importancia en acuicultura de mejillones (Takahashi *et al.*, 2009).
- **Thalassematidae.** (antes Equiura) "gusanos cuchara" (Fig. 4.13A), carecen de segmentación corporal metamérica y quetas. *Lissomyema mellita*, presenta el celoma dividido en dos, celoma de la probóscide, con surcos ciliados laterales, y celoma del tronco, que termina en el lóbulo anal, se alimenta de partículas blandas, sistema circulatorio complejo con vasos, plexo alrededor del intestino y lagunas dorsal y central (Kuznetsov *et al.*, 2021). *Urechis unicinctus* vive en madrigueras en forma de U de sedimentos blandos. La diferenciación muscular durante el desarrollo embrionario fue estudiada por Han *et al.* (2020). Hay dos especies fósiles

del Paleozoico, Carbonífero, *Mazonbonellia chenyangcaii* y *Coprinoscolex ellogimus* (Tihelka, 2021). Por otra parte, Goto *et al.* (2020), plantearon a Capitellidae como grupo hermano de Thalassematidae.

- **Siboglinidae.** (Pogonophora o pogonóforos), (Fig. 4.13B), Siboglínidos son gusanos que carecen de sistema digestivo funcional y dependen de simbiontes quimioautótrofos, para obtener los nutrientes, su hábitat, sedimentos orgánicos, cadáveres de ballenas o de troncos de madera

### **Anélidos familias Basales**

**Sipuncula.** (Fig. 4.13C), carecen de segmentación corporal metamérica y que-  
tas, además son sésiles (Beckers & Tilic, 2021). Su plan corporal consta de un **introverto** anterior retraible y un tronco, en la parte anterior se disponen una serie de tentáculos alrededor de la boca (Schulze & Kawachi, 2021). *Aspidosiphon muelleri*, vive en sustratos blandos refugiado en conchas de gasterópodos vacías o en tubos vacíos del serpúlido *Ditrupa arietina*, es dioico, sin dimorfismo sexual, aspectos de su biología reproductiva y posible asociación con el bivalvo *Epilepton clarkiae* y foraminíferos, fueron registrados por Ferrero-Vicente *et al.* (2014). En el Pacífico Oriental Tropical también se distribuyen los sipunculidos, desde el noroeste de México, Costa Rica, Panamá Colombia, e Islas Galápagos (Silva-Morales & Gómez-Vásquez, 2021).

**Amphinomida.** (Fig. 4.13D), conocidos como “gusanos de fuego”, debido a su picadura que causa ardor y dolor. Son cazadores activos y poseen un sistema nervioso central desarrollado, con ojos multicelulares y órganos sensoriales (nu-

hundidos, hasta respiraderos hidrotermales. *Osedax* es el único género que presenta simbiontes heterótrofos, que habitan en el mismo sustrato óseo, huesos de mamíferos marinos, ballenas, focas, e incluso de teleosteos, tortugas y aves, las especies de este género pueden estar en profundidades desde 10 a 4204 m, se conoce la filogenia de *Osedax* con base en caracteres moleculares (Eilertsen *et al.*, 2020). Un análisis filogenómico de los siboglínidos fue presentado por Li *et al.* (2016).

cales) (Beckers & Tilic, 2021). *Euphrosine foliosa*, vive en fondos lodosos, desde la zona intermareal hasta profundidades mayores.

- **Chaetopteridae.** (quetoptéridos), gusanos pergamino, segmentación heterónoma, tiene parapodios en forma de abanico para ventilar sus tubos orgánicos en forma de U, alimentación por filtración. *Chaetopterus antarcticus* habita en tubos en U y también como asociado epibiótico de las vieiras *Zygochlamys patagonica* (Bremec & Schejter, 2019).

### **Palaeoannelida**

Sedentarios, excavadores y habitantes de tubo, Magelonidae y Oweniidae. Los megalónidos se caracterizan por un prostomio aplanado en forma de pala y un par de palpos papilados ventrales. Los oweniidos, gusanos sin parapodios y con uncini, parches ovales, donde están empaquetados dos dientes curvos distales. Géneros *Magelona* y *Octomageloma* (Parapar *et al.*, 2021).

**Fósiles del Cámbrico Temprano.** El poliqueto fósil *Dannychaeta tucolus* (ver Anexo 1), comparte caracteres con los Magelonidae y los análisis filogenéticos lo ubican dentro de los paleoanélidos (Chen *et al.*, 2020).

El anélido fosilizado del Cámbrico, *Koote-nayscolex barbarensis*, conserva las características de la cabeza y del plan corporal de los poliquetos, hallado en Burgess Shale, Columbia Británica, Canadá (Nanglu & Caron, 2018).

### **Poliquetos en Colombia**

En Colombia los poliquetos han sido estudiados en el Pacífico principalmente en la Isla Gorgona y las Bahías de Málaga y Buenaventura. No obstante, en el Caribe está mucho más avanzado el estudio de los poliquetos. Las familias de poliquetos con mayor número de registros para Colombia son: **Eunicidae** (Fig. 4.12A) y **Nereididae** (Figs. 4.9-4.11) cada una con el 14,4%, seguidas por **Terebellidae** con 8,5% (Fig. 4.12B), **Syllidae** 8,4% (Fig. 4.12C) y **Sabellidae** 7%. La familia con mayor número de géneros es Nereidae, con 22, seguido por Syllidae con 16 géneros y Capitellidae con 14 géneros. La familia con mayor cantidad de especies es Eunicidae (Londoño-Meza, 2017).

### **Profundizar en el tema**

Báez y Ardila (2003) presentan la clasificación con la inclusión de géneros identificados de poliquetos del mar Caribe de Colombia. Algunos géneros selectos son:

Subclase Palpata, Orden Aciculata

Suborden Eunicida

**Eunicidae:** *Eunice*, *Lysidice*

Suborden Phyllodocida

**Aphroditidae:** *Aphrodita*, *Aphrogenia*, *Hermonia*, *Laetmonice*

**Nereididae:** *Ceratonereis*, *Laeonereis*, *Neanthes*, *Nereis*, *Perinereis*, *Platynereis*, *Rullierinereis*, *Websterinereis*

**Syllidae:** *Branciosyllis*, *Haplosyllis*, *Opisthosyllis*

Orden Canalipalpata

Suborden Sabellida

**Sabellidae:** *Branchiomma*, *Chone*, *Demonax*, *Hypsicomus*, *Megalomma*, *Sabella*

Suborden Terebellida

**Terebellidae**

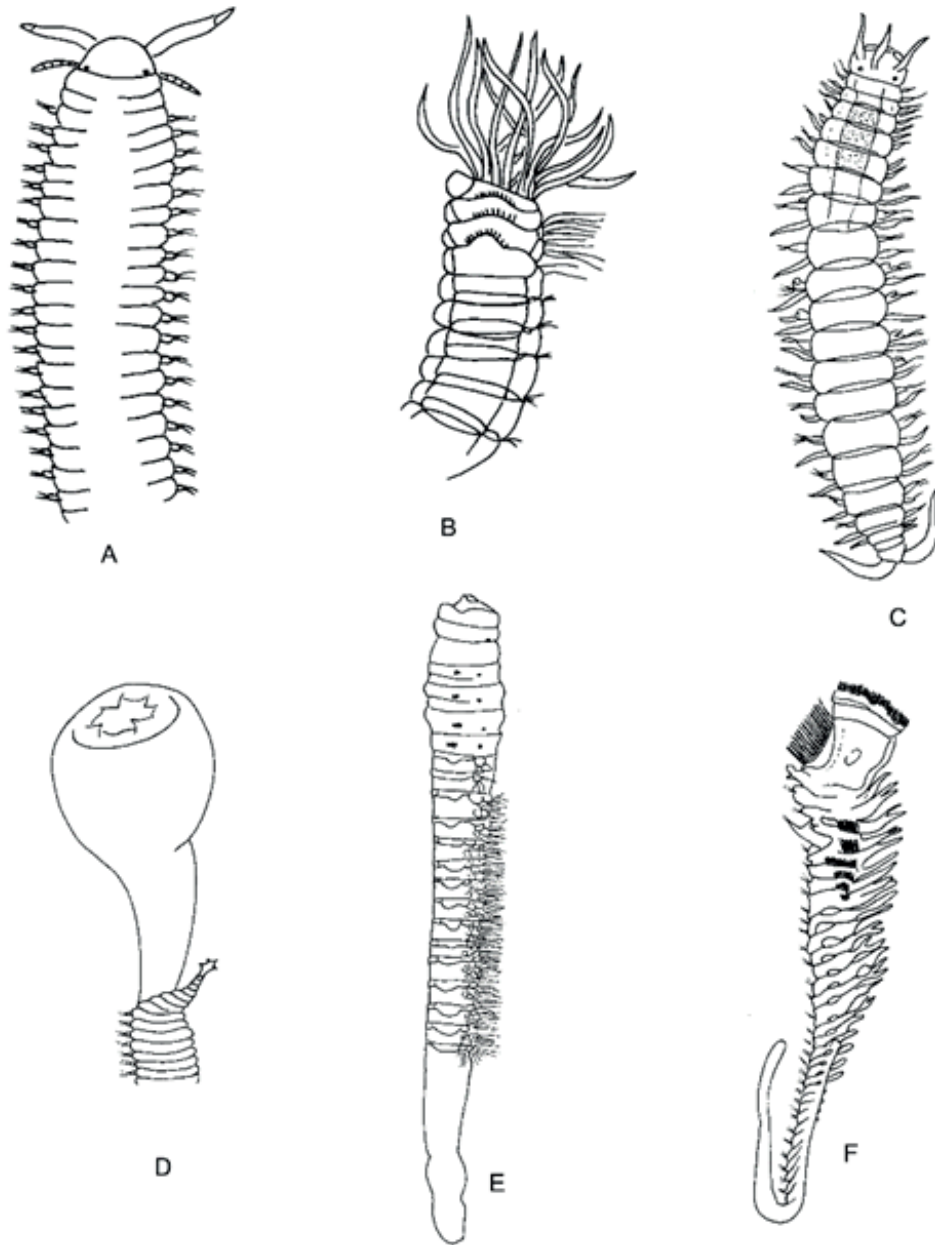
*Eupolymnia*, *Loimia*, *Nicolea*, *Pista*, *Polycirrus*, *Terebella*

Subclase Scolecida

**Arenicolidae:** *Arenicola*

**Figura 4.12**

*Poliquetos. A. Eunicidae. B. Terebellidae. C. Syllidae. D. Glyceridae. E. Arenicolidae, F. Sabelliidae.*

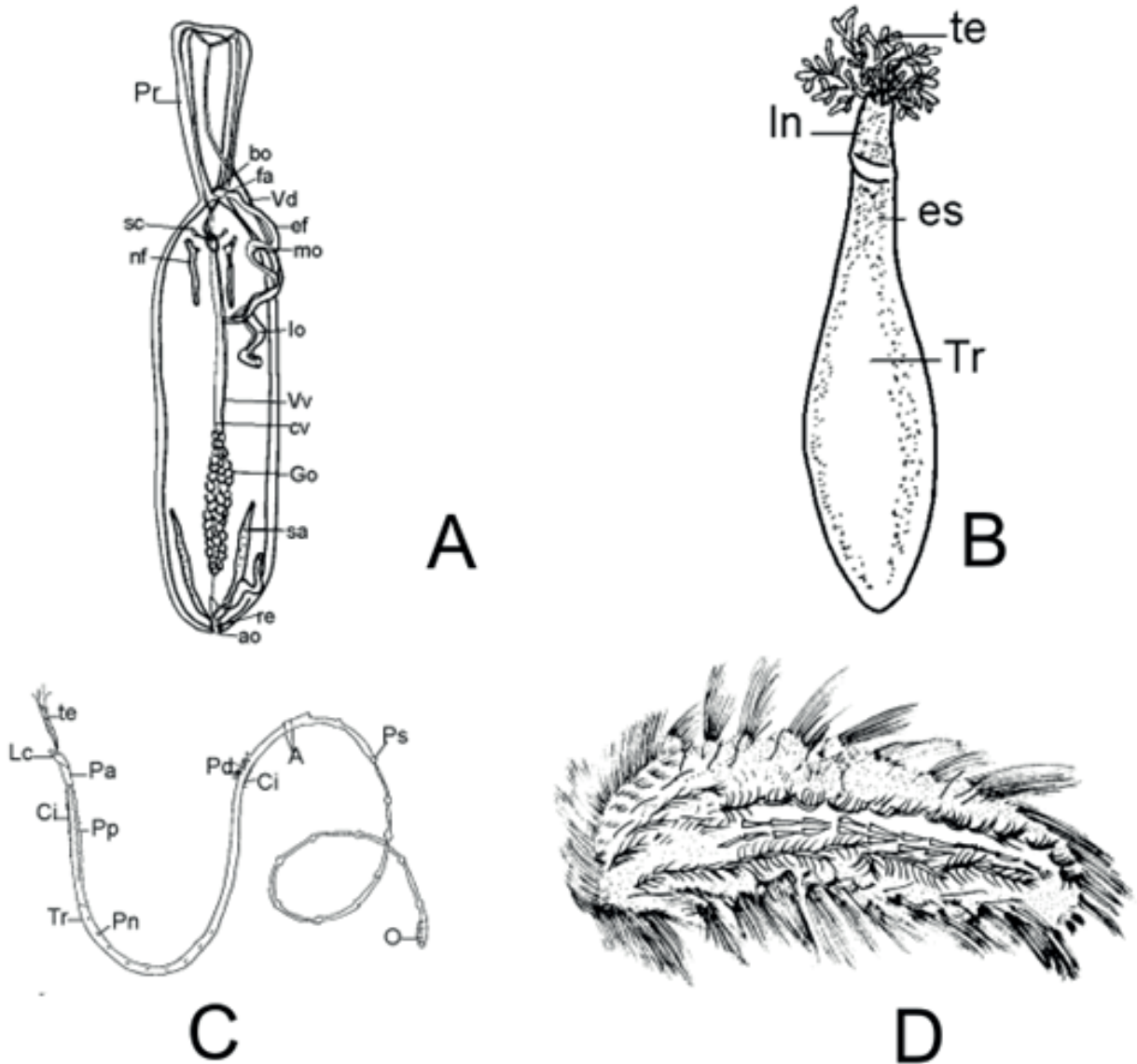


**Nota.** Redibujado de Viéitez *et al.* (2004).



**Figura 4.13**

Otros anélidos marinos. A. *Thalassematidae*, morfología interna. B. *Siboglinidae*. C. *Sipuncula*, *Dendrostomum pyroides*. D. *Amphinomida*, *Notopygos ornata*. a: anillos, ao: ano, bo: boca, ci: cilios, cv: cordón nervioso ventral, ef: esófago, es: espinas, fa: faringe, Go: gónoda, In: introverso, lo: intestino, Lo: lóbulo cefálico, mo: molleja, nf: nefridio, O: opistoma, Pa: parte anterior, Pd: papilas grandes, Pn: papilas no pareadas, Pp: papilas pareadas, Pr: probóscide, Ps: papilas posanulares, re: recto, sa: saco anal, sc: saco de cerdas, te: tentáculos, Tr: tronco, Vd: vaso dorsal, Vv: vaso ventral.



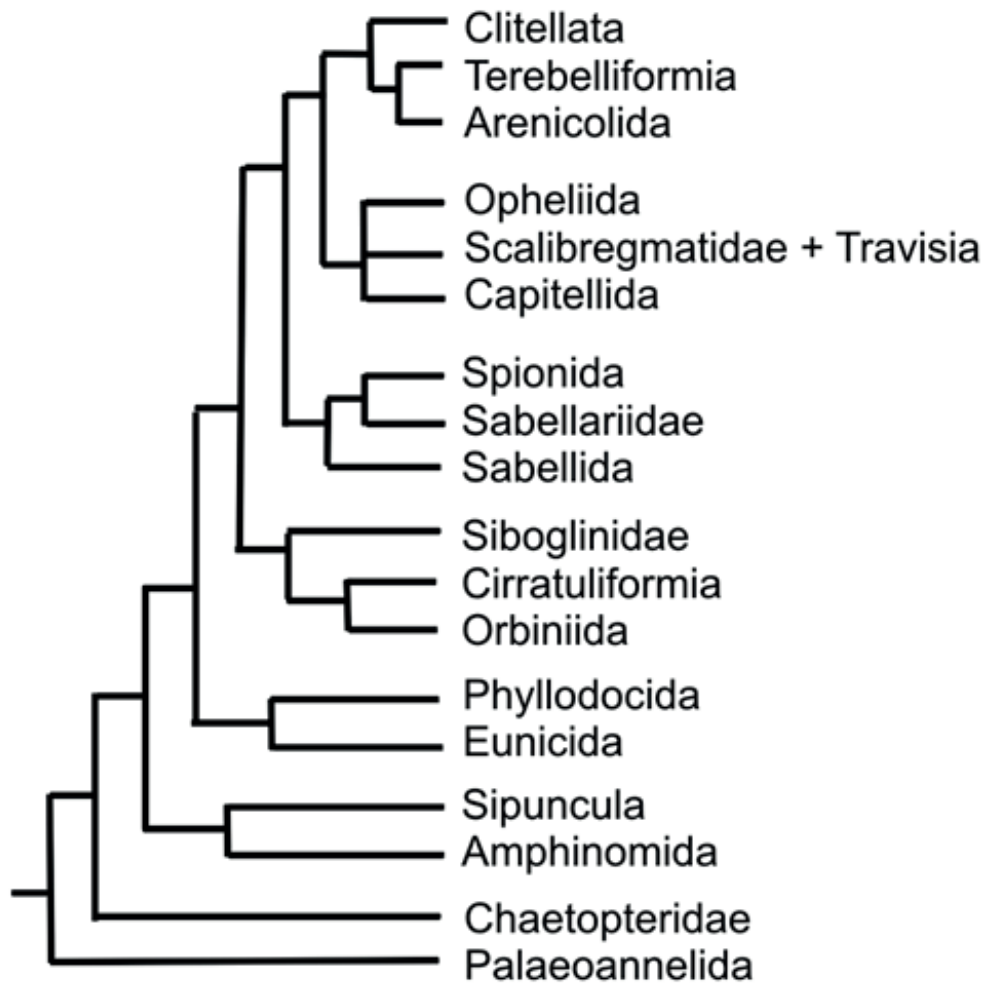
**Nota.** A-C redibujado de Barnes (2005), D, dibujado de Brusca y Brusca (2005).

### ***Filogenia de los anélidos***

La filogenia de los anélidos se presenta con base en Capa & Hutchings (2021) (Fig. 4.14 A, B).

#### ***Figura 4.14***

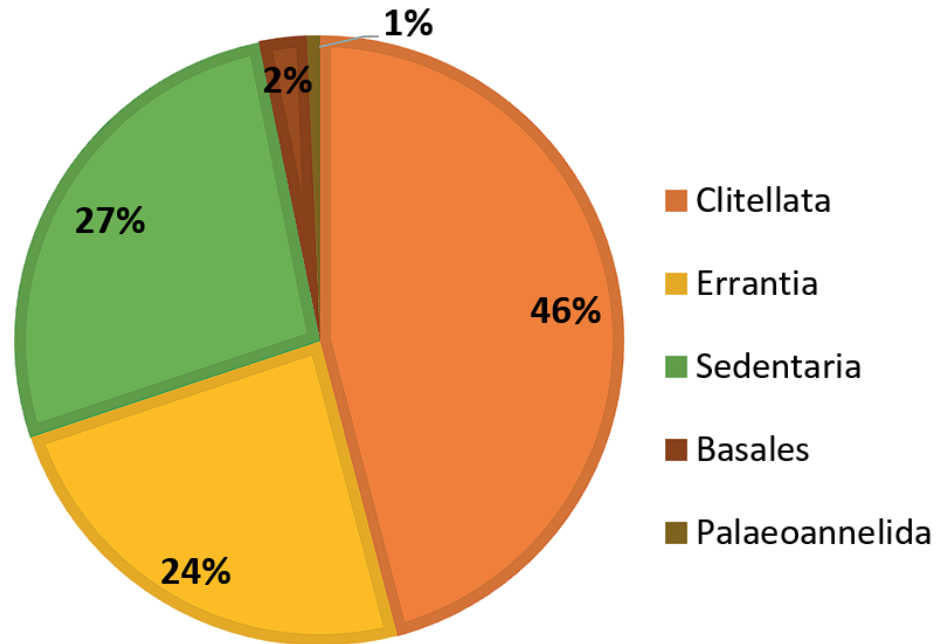
*A. Filogenia de los anélidos.*



**Nota.** A, modificado de Capa & Hutchings (2021).

**Figura 4.14**

**B.** Porcentaje de Anélidos, por grupos, basados en la filogenia.



**Nota.** Datos de Capa & Hutchings (2021).

### ***Metamerismo y genes Wnt***

El metamerismo o repetición de la segmentación comparte un plan de desarrollo común entre vertebrados, anélidos y panartrópodos. Para este proceso es clave la familia Wnt y sus vías de señalización, por medio de los cuales se regula la secuencia entre segmentos y el crecimiento posterior del cuerpo. Por ahora, no se sabe si el origen de la segmentación es mono o polifilético, o si es posible, que se haya originado independientemente en diferentes clados de animales (Isaeva & Kasyanov, 2021).

## **Resumen estratégico de anélidos**

Con el fin de establecer una comparación entre los anélidos clitelados y poliquetos, se presentan las tablas 4.2 y 4.3 que resumen la información por grupo, teniendo en cuenta los sistemas que presentan y su posición y función.

**Tabla 4.2**

*Morfología externa e interna de Clitellata: Lombrices de tierra y sanguijuelas.*

<b>Sistemas</b>	<b>Posición</b>	<b>Función</b>
<i>Quetas (Figs. 4.1-4.3), ausentes en hirudineos</i>	<i>Varios pares por metámero</i>	<i>Táctil</i>
<i>Sistema respiratorio: cutáneo</i>	<i>Pared del cuerpo</i>	<i>Intercambio de gases</i>
<i>Sistema circulatorio cerrado, con vaso dorsal y vaso ventral, con cinco pares de arcos aórticos en la parte anterior que se conectan al vaso ventral (Fig. 4.6)</i>	<i>A todo lo largo del gusano</i>	<i>Hemoglobina: transporte de oxígeno</i>
<i>Sistema digestivo: boca, faringe, esófago, estómago (buche, molleja), intestino, ano (Fig. 4.5). Hirudineos: faringe succionadora, con mandíbulas</i>	<i>Parte media en corte transversal</i>	<i>Nutrición</i>
<i>Sistema excretor: nefridios</i>	<i>Un par por metámero</i>	<i>Eliminación orina</i>
<i>Sistema reproductor: Clitellata: hermafroditas (Fig. 4.4)</i>	<i>Segmentos anteriores del cuerpo del gusano especializados, formación del clitelo (Figs. 4.1 y 4.2)</i>	<i>Clitellata: transferencia de espermatozoides, fecundación cruzada. Oviposición.</i>
<i>Clitellata: desarrollo directo</i>	<i>Clitelo: formación de capullo</i>	<i>De cada huevo sale un individuo juvenil</i>
<i>Sistema nervioso: cerebro bilobulado supraesofágico, cordón nervioso ventral (Fig. 4.5)</i>	<i>Collar esofágico y un par de ganglios por metámero</i>	<i>Inervar los músculos para el movimiento del cuerpo</i>
<b>Órganos de los sentidos</b>		
<i>Hirudineos: ojos</i>	<i>Parte anterior cabeza</i>	<i>Fotorreceptores</i>

**Tabla 4.3**

Morfología externa e interna de poliquetos, su posición y función.

<b>Sistemas</b>	<b>Posición</b>	<b>Función</b>
Parápodos (Figs. 4.9-4.11)	Un par por segmento	Excavar, nadar, respiración
Sistema respiratorio: branquias	Unidas a parapodios o en tentáculos	Intercambio de gases
Sistema circulatorio cerrado, con vaso dorsal y vaso ventral	A todo lo largo del gusano	Clorocruorina: transporte de oxígeno
Sistema digestivo: boca, faringe eversible (Fig. 4.9), esófago, estómago, intestino medio (hepatopáncreas), intestino terminal, recto, ano	Parte media en corte transversal (Fig. 4.11)	Nutrición
Sistema excretor, nefridios (Fig. 4.11)	Un par por metámero	Eliminación orina
Dioicos	Formación de órganos reproductores una vez llegado el tiempo de reproducción	Fecundación externa
Desarrollo indirecto	Formación de larva trocófora planctónica o bentónica	Poliquetos sólo marinos
Sistema nervioso: cerebro supraesofágico, ganglios por segmento, cordón nervioso dorsal y ventral	Collar esofágico y nervios con ganglios conectados por comisuras nerviosas	Inervar los músculos para el movimiento del cuerpo
<b>Órganos de los sentidos*</b>		
Ojos (0 a 3 pares)	Prostomio	Células fotoreceptoras o sensibles a la luz
Par de palpos	Prostomio	Sensoriales
Par de antenas	Prostomio	Sensorial, táctiles. En: Amphinomida, Eunicida y Phyllodocida
Tentáculo occipital (1)	Prostomio	Sensorial, táctiles. En ciertos Spionidae, Paraonidae
Cirros peristomio	Peristomio	Limitados a Eunicida y Phyllodocida

\*según Purschnke *et al.* (2014).

## Sabías que

Las lombrices *Eisenia foetida* y *Eudrillus* sp. son capaces de transformar con la misma efectividad material orgánico como el papel húmedo, residuos de cocina o estiércol de vaca (Flores-Pacheco et al., 2018).

Una sanguijuela que se alimenta de la nasofaringe de los humanos y fue hallada en una niña del Amazonas peruano (Phillips et al., 2010).

El poliqueto *Capitella capitata* está asociado a contaminación por materia orgánica en Colombia, otros poliquetos también pueden ser potenciales indicadores de contaminación marina (Fernández-Rodríguez y Londoño-Mesa, 2015).

*Lumbricus rubellus*, lombriz nativa de Europa, es modelo para investigaciones de biología molecular y de ecotoxicología; además es la especie hermana de *L. terrestris* (Zhang et al., 2019).

Se conoce el genoma mitocondrial completo de la lombriz de tierra tropical *Pontoscolex corethrurus* (Conrado et al., 2017).

*Hesiolyra* (Hesionidae), son poliquetos que habitan en fumarolas hidrotermales de los Océanos Pacífico Oriental e Indico (Wang et al., 2020).

Hay relación entre las lombrices de tierra, su abundancia y diversidad, con la descomposición de la hojarasca y el carbón orgánico del suelo (Huang et al., 2020).

*Chaetopterus pergamentaceus*, es un poliqueto de la familia Chaetopteridae, cuyo embrión ha sido estudiado respecto a la formación del eje corporal dorso-ventral (Lanza y Seaver, 2020).

Se conoce el genoma completo de la lombriz de tierra *Metaphire vulgaris* Megascolecidae; éste presenta duplicación del genoma completo, seguida de varios eventos de fusión cromosómica. También se identificaron los genes Hox y los genes de la lumbroquinasa (Jin et al., 2020).

Cultivo promisorio de *Perinereis* sp., como fuente de alimento para la maduración del camarón, en la costa de Ecuador (Naranjo & Tobías, 2019).

## Ejercicio

1. Defina metamerismo y escriba cuales sistemas se repiten por metámero.
2. ¿Qué nombre recibe la cabeza y el último segmento del cuerpo de los anélidos?
3. ¿Cuáles son las principales características de los clitelados y poliquetos?
4. Con base en la información y resumen estratégico presentado compara las clases de clitelados y poliquetos respecto a sus órganos de los sentidos y apéndices del cuerpo.
5. Relacione hábitats, tipo de alimentación de lombrices de tierra, sanguijuelas, poliquetos
6. ¿Cuál es la importancia de los anélidos (lombrices de tierra, sanguijuelas, poliquetos)?
7. Con base en la figura 4.14 señale los clados de los Sedentaria, Errantia y filos basales de los anélidos. ¿Cuáles son los Palaeoannelida y de qué era y período datan?

## Lecturas recomendadas

- ¿Lombricultura (Somarriba Reyes y Guzmán Guillén, 2004)
- La sanguijuela *Hirudo medicinalis* como alternativa terapéutica (Cornejo-Es-guerra *et al.*, 2007)
- Peces que seleccionan poliquetos como alimento preferencial (Hüne y Rivera, 2010)
- Poliquetos de las Islas Galápagos (Keppel *et al.*, 2019)
- Poliquetos cohabitantes de la criptofauna del Corredor Arrecifal del Golfo de México, con clave para determinar familias (Acevedo-Barradas *et al.*, 2019)
- *Polydora websteri* (Polychaeta, Spionidae) parasita las ostras *Crassostrea gi-gas*, de importancia en la acuicultura del estado de Washington (EUA) (Mar-tinelli *et al.*, 2020)
- Análisis filogenómico que indica las siguientes relaciones (Annelida (Mollus-ca, Brachipoda)) (Barton-Owen *et al.*, 2018)
- *Dinophilus gyrotilatus*, poliqueto marino meiobéntico, relación entre la com-pactación del genoma (59-68 megabases) y su miniaturización morfológica (largo del macho 50  $\mu\text{m}$ , largo de la hembra 1 mm) (Martín-Durán *et al.*, 2021)
- Simbiosis entre *Lamellibrachia barhami*, poliqueto y bacterias quimiosintéti-cas (Breusing *et al.*, 2020)



## Bibliografía

- Acevedo-Barradas, T. E., Granados-Barba, A. y Solís-Wolfowitz, V. (2019). Familias de Anélidos poliquetos asociadas a coral muerto en arrecifes del corredor arrecifal del suroeste del Golfo de México. En A. Granados-Barba, L. Ortiz-Lozano, C. González-Gándara y D. Salas-Monreal (Eds.). Estudios Científicos en el Corredor Arrecifal del Suroeste del Golfo de México. (pp. 157-176). Universidad Autónoma de Campeche. <https://doi.org/10.26359/epomex0319>
- Álvarez-Campos, P., Kenny, N. J., Verdes, A., Fernández, R., Novo, M., Giribet, G. y Riesgo, A. (2018). Delegating sex: differential gene expression in stolonizing syllids uncovers the hormonal control of reproduction. *Genome Biology and Evolution*, 11(1), 295-318. <https://doi.org/10.1093/gbe/evy265>
- Alves, P. R., Halanych, K. M. y Santos, C. S. G. (2020). The phylogeny of Nereididae (Annelida) base on mitochondrial genomes. *Zoologica Scripta*, 49(3), 366-378. <https://doi.org/10.1111/zsc.12413>
- Báez, D. P. y Ardila, N. E. (2003). Poliquetos (Annelida: Polychaeta) del mar Caribe colombiano. *Biota Colombiana*, 4(1), 89-109.
- Barnes, R. D. (1986). *Zoología de los invertebrados*. Interamericana.
- Barton-Owen, T. B., Szabó, R., Somorjai, I. M. L. y Ferrier, D. E. K. (2018). A revised Spiralian Homeobox gene classification incorporating new polychaete transcriptomes reveals a diverse TALE class and divergent Hox gene. *Genome Biology and Evolution*, 10(9), 2151-2167. <https://doi.org/10.1093/gbe/evy144>
- Beckers, P. y Tilic, E. (2021). Fine structure of the brain in Amphinomida (Annelida). *Acta Zoologica*, 102(4), 483-495. <https://doi.org/10.1111/azo.12383>
- Blake, J. A. y Maclelek, N. J. (2020). Opheliida/Capitellida. In P. Günter, M. Bögemann y W. Westheide (eds.), *Annelida. Volume 2 Pleistoannelida, Sedentaria II*. (pp. 285-302). *Handbook of Zoology*. <https://doi.org/10.151579783110291681-008>
- Bremec, C. S. & Schejter, L. (2019). *Chaetopterus antarcticus* (Polychaeta: Chaetopteridae) in Argentinian shelf scallop beds: from infaunal to epifaunal life habits. *Revista de Biología Tropical*, 67(S5), S39-S50. <https://doi.org/10.15517/rbt.v67iS5.38924>
- Breusing, C., Schultz, D., Sudek, S., Worden, A. Z. y Young, C. R. (2020). High-contiguity genome assembly of the chemosynthetic gammaproteobacterial endosymbiont of the cold seep tubeworm *Lamellibrachia barhami*. *Molecular Ecology Resources*, 20(5), 1432-1444. <https://doi.org/10.1111/1755-0998.13220>
- Brusca, R. C. y Brusca, G. J. (2005). *Invertebrados* (2.ª ed.). McGraw-Hill.
- Buchsbaum, R. (1938). *Animals without backbones. An introduction to the invertebrates*. The University of Chicago.
- Buffet, J. P., Corre, E., Duvernois-Berthet, E., Fournier, J. y Lopez P. J. (2018). Adhesive gland transcriptomic uncovers a diversity of genes involved in glue formation in marine tube-building polychaetes. *Acta Biomaterialia*, 72, 316-328. <https://doi.org/10.1016/j.actbio.2018.03.037>

- Capa, M. y Hutchings, P. (2021). Annelid diversity: historical overview and future perspectives. *Diversity*, 13(3), 1-14. <https://doi.org/10.3390/d13030129>
- Chartier, T. F., Deschamps, J., Düruchen, W., Jékely, G. y Arendt, D. (2018). Whole-head recording of chemosensory activity in the marine annelid *Platynereis dumerilii*. *Open Biology*, 8(10), 1-16. <https://doi.org/10.1098/rsob.180139>
- Chen, H., Parry, L. A., Vinther, J., Zhai, D., Hou, X. y Ma, X. (2020). A Cambrian crow annelid reconciles phylogenomics and the fossil record. *Nature*, 583(7815), 249-252. <https://doi.org/10.1038/s41586-020-2384-8>
- Conrado, A. C., Arruda, H., Stanton, D., James, S. W., Kille, P., Brown, G., Silva, E. D., Dupont, L., Teheri, S., Morgan, A. J., Simoes, N., Rodrigues, A., Montiel, R. y Cunha, L. (2017). The complete mitochondrial DNA sequence of the pantropical earthworm *Pontoscolex corethrurus* (Rhiodrilidae, Clitellata): mitogenome characterization and phylogenetic positioning. *PeerJ Preprints* 5, e2847v1. <https://doi.org/10.7287/peerj.preprints.2847v1>
- Cornejo-Esguerra, A., Talleri de Andrea, G., Blanco-Favela, J. J., Ramos-Mora, A. y Villarán-Muñoz, B. (2007). Sanguijuela *Hirudo medicinalis*: una alternativa terapéutica disponible en México. *Revista Médica del Instituto Mexicano Seguro Social Guadalajara*, 47(3), 335-340.
- Crespo, G. (2013). Funciones de los organismos del suelo en el ecosistema de pastizal. *Revista Cubana de Ciencia Agrícola*, 47(4), 329-334.
- Eeckhaut, I., McHugh, D., Mardulyn, P., Tiedemann, R., Monteyne, D., Jangoux, M. y Milinkovitch, M. C. (2000). Myzostomida: a link between trochozoans and flatworms? *Proceedings: Biological Sciences*, 267(1451), 1383-1392. <https://doi.org/10.1098/rspb.2000.1154>
- Eilertsen, M. H., Dahlgren, T. y Rapp, H. T. (2020). A new species of *Osedax* (Siboglinidae: Annelida) from colonization experiments in the Arctic deep sea. *Frontiers in Marine Science*, 7(443), 1-8. <https://doi.org/10.3389/fmars.2020.00443>
- Fernández-Álamo M. A., Galvéz-Zeferino, N., Roa-Venicio, M. y Rojas-Herrera, A. (2019). Variación espacio-temporal de diversidad de los poliquetos pelágicos en la Bahía de Acapulco, Guerrero, México. *Revista de Biología Tropical*, 67(S5), 92-100.
- Fernández-Rodríguez, V. y Londoño-Mesa, M. (2015). Poliquetos (Annelida: Polychaeta) como indicadores biológicos de contaminación marina: casos en Colombia. *Gestión y Ambiente*, 18(1), 189-204.
- Ferrero-Vicente, L. M., Marco-Méndez, C., Loya-Fernández, A. y Sánchez-Lizaso, J. L. (2014). Ecology and reproductive biology of *Sipuncula Aspidosiphon muelleri* (Sipuncula) in temperate waters. 43 Bethic Ecology Meeting.
- Flores-Pacheco, J. A., Romero, O., Vivas, E., Lacayo, J. y Cassell's, R. (2018). Evaluación de la viabilidad de distintas dietas para la producción de lombrihumus con las especies *Eisenia foetida* y *Eudrillus* sp. *Nexo, Revista Científica*, 31(1), 28-46 <https://doi.org/10.5377/nexo.v3li01.6452>
- Fragoso, C. y Rojas, P. (2014). Biodiversidad de lombrices de tierra (Annelida: Oligochaeta: Crassiclitellata) en México.

- Revista Mexicana de Biodiversidad Supl, 85, 197-207. <https://doi.org/10.7550/rmb.33581>
- Górska, B., Gromisz, S. y Włodarska-Kowalczyk, M. (2019). Size assessment in polychaete worms-application of morphometric correlations for common North Atlantic taxa. *Limnology and Oceanography: methods*, 17, 254-265. <https://doi.org/10.1002/lom3.10310>
- Goto, R., Monnington, J., Sciberras, M., Hirabayashi, I. & Rouse, G.W. (2020). Phylogeny of Echiura updated, with a revised taxonomy to reflect their placement in Annelida as sister group to Capitellidae. *Invertebrate Systematics*, 34(1), 101-111. <https://doi.org/10.1071/IS19020>
- Han, YH., Ryu, KB., Medina Jiménez, BI., Kim, J., Lee, HY. & Cho, SJ. (2020). Muscular development in *Urechis unicinctus* (Echiura, Annelida). *International Journal of Molecular Sciences*, 21(7), 2306. <https://doi.org/10.3390/ijms210723>
- Hemarina. (2020). Innovación bioinspiradora. <https://www.hemarina.com>
- Huang, W., González, G. & Zou, X. (2020). Earthworm abundance and functional group diversity regulate plant litter decay and soil organic carbon level: A global meta-analysis. *Applied Soil Ecology*, 150, 103473. <https://doi.org/10.1016/j.apsoil.2019.103473>
- Hüne, M. y Rivera, G. (2010). Contribución de poliquetos (Annelida: Polichaeta) en la dieta de tres especies de Nototénidos (Perciformes: Notothenioidei) en la región de Magallanes. *Anales Instituto Patagonia (Chile)*, 38(2), 39-46. <https://doi.org/10.4067/S0718-686X2010000200004>
- Isaeva, V. V. & Kasyanov, N. V. (2021). Symmetry transformations in Metazoan evolution and development. *Symmetry*, 13(160), 1-30. <https://doi.org/10.3390/sym13020160>
- Jiao, X., Shi, J., Qin, S., Zhao, D. & Wang, Y. (2021). Draft genome sequence data of *Urechis unicinctus*, a marine echiuroid worm. *Science Direct*, 36, 107032. <https://doi.org/10.1016/j.dib.2021.107032>
- Jin, F., Zhou, Z., Guo, Q., Liang, Z., Yang, R., Jiang, J., He, Y., Zhao, Q. & Zhao, Q. (2020). High-quality genome assembly of *Metaphire vulgaris*. *PeerJ*, 8, e10313 <https://doi.org/10.7717/peerj.10313>
- Keppel, E., Keith, I., Ruíz, G. M. & Carlthon, J. T. (2019). New records of native and non-indigenous polychaetes (Annelida: Polychaeta) in the Galapagos Islands. *Aquatic Invasions*, 14(1), 59-84.
- Kies, F., Kerfouf, A., Elegbede, I., Mamelola, S., De Los Ríos-Escalante P., Khorchani, A. & Savari, S. (2020). Assessment of the coastal and estuarine environment quality of western Algeria using the bioindicator Polychaeta, the genus *Nereis*. *Journal of Materials and Environmental Science*, 11(9), 1472-1481.
- Kuo, D. H., De-Miguel, F. F., Heath-Heckman, E. A. C., Szczupak, L., Todd, K., Weisblat, D. A. & Winchell, C. J. (2020). A tale of two leeches: toward the understanding of the evolution and development of behavioral neural circuits. *Evolution & Development*, 22(6), 471-493. <https://doi.org/10.1111/ede.12358>
- Kuznetsov, P., Maiorova, A. & Temereva, E. (2021). New data on echiuran anatomy and histology: the case of *Lissomyema*

*mellita* (Annelida: Thalassematidae). *Zoology (Jena)*, 144, 125865. <https://doi.org/10.1016/j.zool.2020.125865>

Lanza, A.R. & Seaver, E.C. (2020). Activin/Nodal signaling mediates dorsal-ventral axis formation before third quartet formation in embryos of the annelid *Chaetopterus pergamentaceus*. *EvoDevo*, 11, 17. <https://doi.org/10.1186/s13227-020-00161-y>

Lazo, D.G., Ottone, E.G. y Aguirre-Urreta, B. (2007). Annelida. En H.H. Camacho (Ed.). *Los invertebrados fósiles*. (pp. 503-513). Buenos Aires, Argentina. Fundación Delaware Historia Natural Félix Delaware Azara: Universidad Maimónides.

León, M.V., Lagos, A.M., Quiroga, S.Y. & Dueñas-Ramírez, P.R. (2019). Polychaetes from the Caribbean coast of Colombia: An updated checklist and some taxonomic annotations. *Revista de la Academia Colombiana de Ciencias Exactas Físicas y Naturales*, 43(169), 646-652. <https://doi.org/10.18257/raccefyn.802>

Li, Y., Ding, Y., Zhang, S., Zhang, A., Song, X., Wang, L., Li, H. & Chen, W. (2021). Effects of culture methods on the nutrient levels, physiological characteristics and intestinal microbiota of the inkeeper worm *Urechis unicinctus*. *Aquaculture Research*. <https://doi.org/10.1111/are.15229>

Li, Y., Kocot, K.M., Whelan, N.V., Santos, S.R., Waits, D.S., Thornhill, D.J. & Halanych, K.M. (2016). Phylogenomics of tubeworms (Siboglinidae, Annelida) and comparative performance of different reconstruction methods. *Zoologica Scripta*, 1-14. <https://doi.org/10.1111/zsc.12201>

Londoño-Meza, M.H. (2017). Poliquetos de Colombia: un reto para la megadi-

versidad. En O. Díaz-Díaz, D. Bone, M.T. Rodríguez y V.G. Delgado-Blas (Eds.). *Poliquetos de Sudamérica*. (pp. 71-88). Volumen especial del Boletín del Instituto Oceanográfico de Venezuela.

Martín-Durán, J.M., Vellutini, B.C., Marlettaz, F., Cetrangolo, V., Cvetesic, N., Thiel, D., Henriët, S., Grau-Bové, X., Carrillo-Baltodano, A.M., Gu, W., Kerbl, A., Marquez, Y., Beekkouche, N., Chourrout, D., Gómez-Skarmeta, J.L., Irimia, M., Lenhard, B. & Worsaae Hejnol, A. (2021). Conservative route to genome compaction in a miniature annelid. *Nature Ecology & Evolution*, 5, 231-242. <https://doi.org/10.1038/s41559-020-01327-6>

Martinelli, J.C., Lopes, H.M., Hause, L., Jimenez-Hidalgo, I., King, T.L., Padiella-Gamiño, J.L., Rawson, P., Spencer, L.H., Williams, J.D. & Wood, C.L. (2020). Confirmation of the shell-boring oyster parasite *Polydora websteri* (Polychaeta: Spionidae) in Washington State, USA. *Scientific Reports*, 10, 3961, 2-14. <https://doi.org/10.1038/s41598-020-60805-w>

Molina-Acevedo, I.C. y Londoño-Mesa, M.H. (2015). Terebélidos (Annelida: Polychaeta: Terebellidae) de Isla Fuerte, Caribe Colombiano. *Boletín de Investigaciones Marinas y Costeras*, 44(2), 253-279.

Morales, G.V., Hannon, M.C., Soares, D.M., Stevani, C.V., Schulze, A. & Oliveira, A.G. (2021). Bioluminescence in polynid scale worms (Annelida: Polynoidae). *Frontiers in Marine Science*. <https://doi.org/10.3389/fmars.2021.643197>

Nanglu, K. & Caron, J.B. (2018). A new burgess shale polychaete and the origin of the annelid head revisited. *Current Biology*, 28, 2. <https://doi.org/10.1016/j.cub.2017.12.019>

- Naranjo, AP. & Tobías, FJ. (2019). Production of Polychaetes for Ecuador's shrimp industry. Global Aquaculture Advocate. <https://www.aquaculturealliance.org/advocate/production-of-polychaetes-for-ecuadors-shrimp-industry.pdf>
- Paco, G., Loza-Murguía, M., Mamani, F. y Sainz, H. (2011). Efecto de la lombriz roja californiana (*Eisenia foetida*) durante el composteo y vermicomposteo en predios de la estación experimental de la Unidad Académica Campesina Carmen Pampa. Journal of Selva Andina Research Society, 2(2), 24-39.
- Parapar, J., Mortimer, K., Capa, M. & Moreira, J. (2021). On the systematic and biodiversity of the Palaeoannelida. Diversity, 13(2), 41. <https://doi.org/10.3390/d13020041>
- Pérez, G. (2015). Inventario de sanguijuelas (Annelida: Clitellata Hirudinea) de México, con énfasis en las especies del centro de México. Informe final del proyecto JF045. Universidad Autónoma de México.
- Phillips, A.J., Arauco-Brown, R., Ocegueda-Figueroa, A., Gomez, G.P., Beltrán, M., Lay, Y.T. & Sidall, ME. (2010). *Tyrannobdella rex* n. gen n sp. and the origins of mucosal leech infestations. PLoS ONE, 5(4): e10057 <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0010057>
- Purschke, G., Bleidorn, C. & Struck, T. (2014). Systematics, evolution and phylogeny of Annelida –a morphological perspective. Memoirs of Museum Victoria, 71, 247-269.
- Ribeiro, R.P., Ponz-Segrelles, G., Bleidorn, C. & Aguado, M.T. (2019). Comparative transcriptomics in Syllidae (Annelida) indicates that posterior regeneration and regular growth are comparable, while anterior regeneration is a distinct process. BMC Genomics, 20(855). <https://doi.org/10.1186/s12864-019-6223-y>
- Rouse, GW., Lanterbecq, D., Summers, MM. & Eeckhaut, I. (2016). Four new species of Mesomyzostoma (Myzostomida: Annelida). Journal of Natural History, 50, 1-2, 1-23. <https://doi.org/10.1080/00222933.2015.1056266>
- Samperi, B.R., Steiner, T.M., Baroni, P.C., Silva, C.F., Teixeira, M.A.L., Vieira, P.E., Costa, F.O. & Amaral, A.C.Z. (2020). How oogenesis analysis combined with DNA barcode can help to elucidate taxonomic ambiguities: a polychaetae study-based approach. Biota Neotropica, 20(3), e20200959. <https://doi.org/10.1590/1676-0611-bn-2020-0959>
- San Martín, G., Rozbaczylo, N. y Díaz-Díaz, O. (2017). Guía y claves para el reconocimiento de las subfamilias, géneros y especies de Syllidae registradas a lo largo de la costa de Chile, archipiélago Juan Fernández e isla de Pascua (Annelida: Phyllocida: Syllidae). Anales Instituto Patagonia (Chile), 45(2), 7-50.
- Schenkelaars, Q. & Gazave, E. (2021). Annelids, *Platynereis dumerilii*. In A. Bou-tet & B. Schierwater (Eds.). Handbook of Established and Emerging Marine Model Organisms in Experimental Biology, CRC Press.
- Schulze, A. & Kawauchi, GY. (2021). How many sipunculan species are hiding in our oceans? Diversity, 13, 43. <https://doi.org/10.3390/d13020043>
- Schweigkofler, M., Bartolomaeus, T. & von Salvini-Plawen, L. (1998). Ultrastruc-

- ture and formation of hooded hooks in *Capitella capitata* (Annelida, Capitellida). *Zoomorphology*, 118, 117-128.
- Silva-Morales, I. & Gómez-Vásquez, J.D. (2021). First records and two new species of sipunculans (Sipncula) from the Southern Mexican Pacific. *European Journal of Taxonomy*, 740, 77-117. <https://doi.org/10.5852/ejt.2021.740.1283>
- Somarriba Reyes, R.J. y Guzmán Guillén, F. (2004). Guía de Lombricultura. Guía Técnica N. 4. Universidad Nacional Agraria 1-20.
- Song, S., Starunov, V., Bailly, X., Ruta, C., Kerner, P., Cornelissen, A.J.M. & Balavoine, G. (2020). Globins in the marine annelid *Platynereis durmerilli* shed new light on hemoglobin evolution in bilaterians. *BMC Evolutionary Biology*, 20, 165. <https://doi.org/10.1186/s12862-020-01714-4>
- Starunov, V.V., Voronezhskaya, E.E. & Nezlin, L.P. (2017). Development of the nervous system in *Platynereis dumerillii* (Nereidae, Annelida). *Frontiers in Zoology*, 14, 27. <https://doi.org/10.1186/s12983-017-0211-3>
- Summers, M.M. & Rouse, G.W. (2014). Phylogeny of Myzostomida (Annelida) and their relationships with echinoderm host. *BMC Ecology and Evolution*, 14, 170. <https://doi.org/10.1186/s12862-014-0170-7>
- Takahashi, T., McDougall, C., Troscianko, J., Chen, W-C., Jayaraman-Nagarajan, A., Shimeld, S.M. & Ferrier, D.E.K. (2009). An EST screen from the annelid *Pomatoceeros lamarckii* reveals patterns of gene loss and gain in animals. *BMC Ecology and Evolution*, 9(240). <https://doi.org/10.1186/1471-2148-9-240>
- Telo-López, M.L. (2015). Estudio general del sistema nervioso de *Arenicola marina* (L.), con especial referencia a los plexus parietales y cadena ventral. (Tesis doctoral, Universidad Complutense de Madrid Facultad de Ciencias Biológicas. Departamento de Morfología Microscópica).
- Tihelka, E. (2021). An echiuran from the Carboniferous of Mazon Creek and the evolution of spoon worms (Annelida: Thalassematidae). *Mendeley Data*, v1. <https://doi.org/10.17632/4gfgj3bgj7.1>
- Vera, C., Blu, A. y Torres, M. (2005). Sanguijuelas, parásitos presentes ayer y hoy. *Revista Chilena de Infectología*, 22(1), 32-37.
- Verdes, A., Alvarez-Campos, P., Nygren, A., San Martín, G., Rouse, G., Deheyn, D., Gruber, D.F. & Holford, M. (2018). Molecular phylogeny of *Odontosyllis* (Annelida, Syllidae): A recent and rapid radiation of marine bioluminescent worms. *BioRxiv*. <https://doi.org/10.1101/241570>
- Viéitez, J.M., Alós, C., Parapar, J., Besteiro, C., Moreira, J., Núñez, J., Laborda, A.J. y San Martín, G. (2004). Annelida Polychaeta I. Fauna Ibérica. Vol 25. Madrid, España. Museo Nacional de Ciencias Naturales, Consejo Superior de Investigaciones Científicas. M.A. Ramos (Ed.).
- Wang, Z., Xu, T., Zhang, Y., Zhou, Y., Liu, Z., Chen, C., Watanabe, H.K. & Qiu, J-W. (2020). Molecular phylogenetic and morphological analyses of the 'monospecific' *Hesiolyra* (Annelida: Hesionidae) reveal two new species. *Deep Sea Research Part I: Oceanographic Research Papers*, 166. <https://doi.org/10.1016/j.dsr.2020.103401>
- Weigert, A., Golombek, A., Gerth, M., Schwarz, F., Struck, T.H. & Bleidorn, C.

(2016). Evolution of mitochondrial gene order in Annelida. *Molecular Phylogenetics and Evolution*, 94, 196-206.

Zanol, J., Carrera-Parra, LF., Steiner, TM., Amaral, ACZ., Wiklund, H., Ravara, A. & Budaeva, N. (2021). The current state of Eunicida (Annelida) systematics and biodiversity. *Diversity*, 13, 74. <https://doi.org/10.3390/d13020074>

Zhang, Q., Liu, H. & Ruan, H. (2019). The complete mitochondrial genome of *Lumbricus rubellus* (Oligochaeta, Lum-

bricidae) and its phylogenetic analysis. *Mitochondrial DNA. Part B, Resources*, 4(2), 2677-2678. <https://doi.org/10.1080/23802359.2019.1644242>

Zhang, Y., Sun, J., Chen, C., Watanabe, H.K., Feng, D., Zhang, Y., Chiu, J.M.Y., Quian, P-Y. & Qiu, J-W. (2017). Adaptation and evolution of Deep-sea scale worms (Annelida: Polynoidae): insights from transcriptome comparison with a shallow-water species. *Scientific Reports*, 7. <https://doi.org/10.1038/srep46205>

## **Quinta Unidad:** Nemátodos

---





## **Propósitos**

- Identifique y describa las características diagnósticas de los nemátodos.
- Reconozca la importancia médica, fitosanitaria y científica de los nemátodos.

## **Competencias**

- Identifica las principales características de los nematodos.
- Registra la importancia médica y fitosanitaria de los nemátodos parásitos.
- Asocia los diferentes nemátodos parásitos con el sitio de permanencia en el cuerpo humano y modo de detección.
- Reconoce la importancia científica de los modelos de nemátodos utilizados para el avance en las ciencias biológicas.

## Introducción

Al superfilo Ecdysozoa pertenecen los taxones a tratar en este y en el siguiente capítulo correspondientes a Nematoda y Arthropoda, donde se abordan también los filos Tardigrada y Onychophora. Estos tres últimos también se agrupan como Panarthropoda. Todos los Ecdysozoa se caracterizan por presentar cutícula y crecimiento a través de mudas.

Los nematodos han colonizado diferentes ambientes terrestres y acuáticos,

también hay parásitos de importancia médica en el humano y otros animales, especialmente de vertebrados e igualmente parásitos de plantas con importancia fitosanitaria. Este capítulo parte de la descripción morfológica externa e interna del *Ascaris* y posteriormente se realiza un recorrido muy sucinto por lo todos los nematodos de importancia médica y fitosanitaria. Por último, se presenta la filogenia de los nemátodos.

### 5.1 Nemátodos

#### Competencia:

- Identifica las principales características morfológicas de los nemátodos.

Nombre común: gusanos redondos o cilíndricos (Fig. 5.1). Hábitat: de vida libre, terrestre (suelo de cultivo, fango costero), acuáticos: marinos y dulceacuícolas, parásitos de plantas, animales. Tamaño: 1 mm a 50 cm. El nematodo probablemente más largo es *Placentonema gigantissima*, largo 8 m, diámetro 2,5 cm, parásito de la placenta de los cachalotes.

Alimentación de vida libre: detritívoros, omnívoros, fitófagos, predadores.

#### Figura 5.1

*Ascaris* sp., macho.



### ***Características de nemátodos (Brusca y Brusca, 2005)***

Triblásticos, bilaterales, vermiformes, sin segmentación, cuerpo recubierto por una cutícula, secretada por la epidermis, que muda en los jóvenes, con órganos sensoriales: cefálicos **anfidios** y caudales: **fasmidios**, sistema digestivo completo (boca y ano), sistema excretor compuesto por una o un par de glándulas llamadas **renetas** y una serie de túbulos colectores (Fig. 5.2), sistema circulatorio y respiratorio ausente, músculos longitudinales, carecen de músculos circulares, con ganglio cerebroideo y cordón nervioso ventral y dorsal, dioicos, machos con el extremo posterior recurvado.

**Cutícula** permite protección de ambientes desfavorables y en el caso de los parásitos presenta una capa fibrosa densa, interna, la textura de la cutícula puede cambiar de lisa hasta verrugosa, o anillada.

La cavidad corporal (Figs. 5.2-5.4) está llena de líquido, y los órganos ocupan casi todo el espacio interno, la cutícula es el principal órgano de soporte, los músculos longitudinales se apoyan en el líquido hidrostático y en la cutícula.

Algunos con ciclo de vida directo o monoxénico con un único hospedador para el desarrollo, otros indirecto o heteroxénico con hospedadores intermedios (Arce, 2017).

## ***5.2 Nemátodos, parásitos e importancia científica***

---

### ***Competencias:***

- Registra la importancia médica y fitosanitaria de los nemátodos parásitos.
- Asocia los diferentes nemátodos parásitos con el sitio de permanencia en el cuerpo humano y modo de detección.
- Reconoce la importancia científica de los modelos de nemátodos utilizados para el avance en las ciencias biológicas.

### ***Parasitosis intestinales por nemátodos***

De acuerdo al modo de transmisión de los nemátodos intestinales, predominan los transmitidos a través de la tierra, la cual se contamina con huevos o larvas que salen en las materias fecales, a este grupo de parasitosis se les denomina **geohelmintiasis**. Las principales son: ascariasis, tricocefalosis, uncinariasis y estrogiloidiasis.

## **Ascariasis**

Parasitosis frecuente y cosmopolita. Agente etiológico, *Ascaris lumbricoides* o lombriz intestinal es el nemátodo intestinal de mayor tamaño, en su estado adulto la **hembra** mide de 20 a 30 cm de longitud (Figs. 5.2-5.4) y 3 a 6 mm de diámetro, el **macho** de 15 a 20 cm de largo y 2 a 4 mm de diámetro (Fig. 5.5). Son de color rosado o blanco amarilloso y los sexos se pueden diferenciar macroscópicamente por la forma del extremo posterior: la hembra termina en forma **recta** y el macho finaliza en forma **curva**, próximas a esta área presenta dos espículas quitinosas y retráctiles que le sirven para la copulación.

Sistema digestivo completo, con boca y ano, la **boca** en el extremo anterior está rodeada por tres labios prominentes, le sigue el esófago y luego el intestino que finaliza en el **ano** ubicado en la cloaca cerca al extremo posterior (Figs. 5.2 y 5.5).

En la parte anterior se sitúa el aparato genital, la hembra dispone de sendas ramas uterinas que conducen a la vagina, la cual se comunica con la vulva, locali-

zada entre el tercio anterior y medio del cuerpo. En el macho los órganos genitales desembocan con el intestino en la cloaca. Los adultos **no tienen órganos de fijación** y viven en la luz del intestino delgado sostenidos contra las paredes debido a su musculatura. Esto evita ser arrastrados por el peristaltismo intestinal. Cuando existen varios parásitos es frecuente que se enrollen unos con otros y formen nudos.

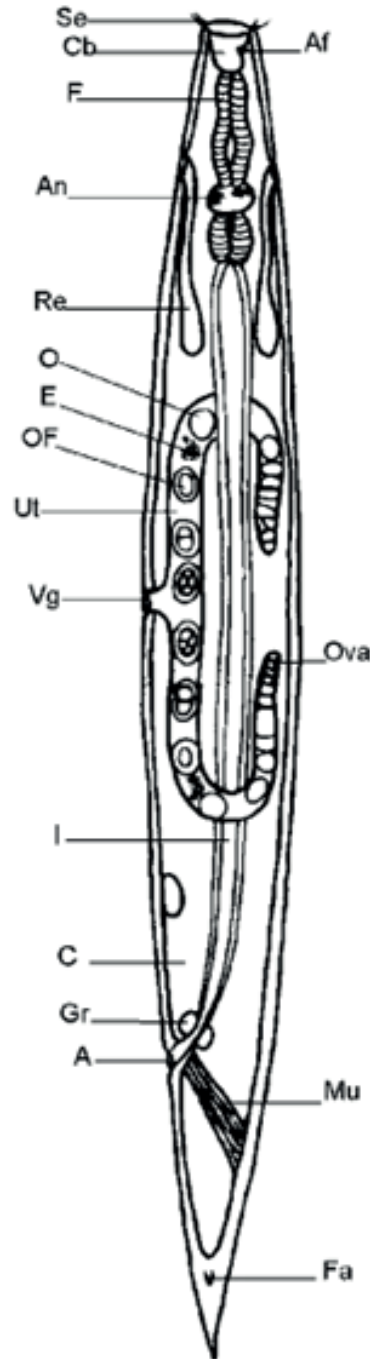
La vida promedio de los adultos es de **1 año**, luego mueren y son eliminados espontáneamente, terminando la infección. Todas las infecciones se hacen a partir de huevos del medio ambiente, que provienen de las heces fecales de personas parasitadas.

En la tabla 5.1 se incluye un resumen de la ascaridiasis y tricocefalosis, enfermedades comunes en los humanos.

Las medidas principales para evitar estas parasitosis son: adecuada eliminación de excretas, utilización de agua potable o ebullición, lavado de verduras y alimentos, control de artrópodos y otros vectores mecánicos y buena higiene personal.

**Figura 5.2**

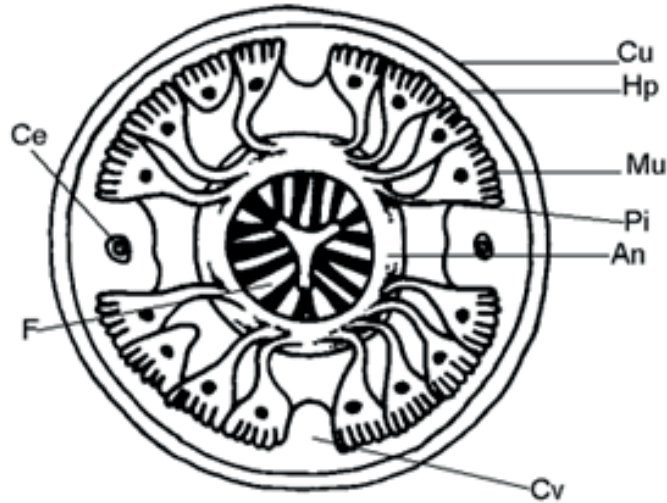
Esquema de la hembra de un nemátodo. A: ano, Af: anfidio, An: anillo nervioso, C: celoma, Cb: cavidad bucal, E: espermatozoide, F: faringe, Fa: fásmido, Gr: glándula rectal, I: intestino, Mu: músculo, OF: óvulo fecundado, Ov: óvulo, Ova: ovario, Re: reneta, Se: sensila, Ut: útero, Vg: vagina.



**Nota.** Redibujado de Lee & Atkinson (1977).

**Figura 5.3**

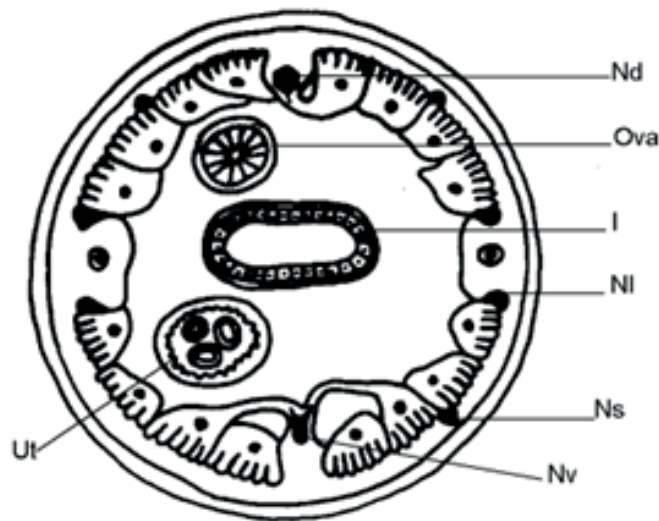
Esquema de un corte transversal de la hembra de nemátodo en la región de la faringe. An: anillo nervioso, Ce: canal excretor, Cu: cutícula, Cv: canal ventral, F: faringe, Hp: hipodermis, Mu: músculo, Pi: prolongación de invasión.



**Nota.** Redibujado de Lee & Atkinson (1977).

**Figura 5.4**

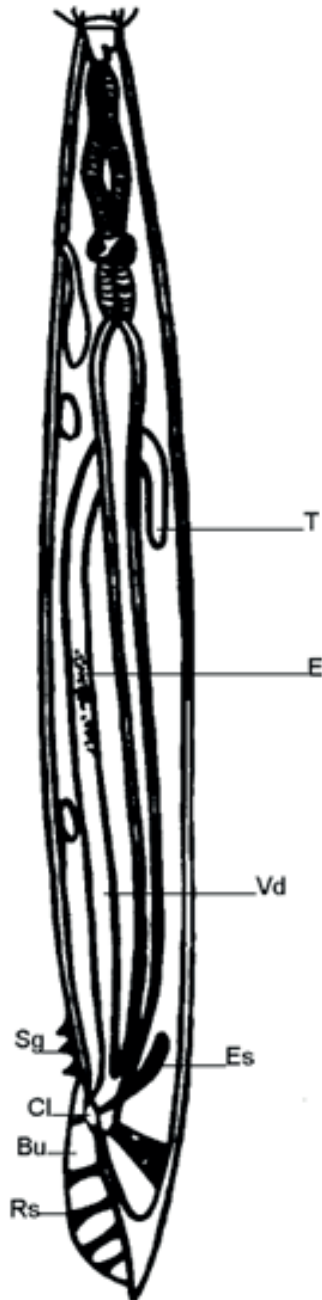
Esquema de un corte transversal de la hembra de nemátodo en la región posterior del cuerpo. I: intestino, Nd: nervio dorsal, Nl: nervio lateral, Ns: nervio subventral, Nv: nervio ventral, Ova: ovario, Ut: útero.



**Nota.** Redibujado de Lee & Atkinson (1977).

**Figura 5.5**

Esquema del macho de un nemátodo. Bu: bursa, Cl: cloaca, E: espermatozoide, Es: espícula, Rs: radio de soporte, Sg: sensila genital, T: testículo, Vd: vaso deferente.



**Nota.** Redibujado de Lee & Atkinson (1977).

**Tabla 5.1**

Dos enfermedades producidas por parásitos nemátodos comunes en humanos, ascariasis y tricocefalosis, basado en Botero y Restrepo (1992).

<b>Enfermedad: Agente etiológico</b>	<b>Tamaño (cm)</b>	<b>Modo de ingesta</b>	<b>Sitio perma- nencia pará- sitos adultos</b>	<b>Salen los huevos</b>
Ascariasis: <i>Ascaris lumbricoides</i>	Hembras: 20-30/ Machos: 10-15	Alimentos, agua contaminados, manos sucias	Intestino delgado	Heces fecales
Tricocefalosis: <i>Trichiuris trichura</i>	Hembras: 3-5/ Machos: 2-4	Agua o tierra contaminada	Colon, ciego	Heces fecales

### **Uncinaria**

Agente etiológico, *Ancylostoma duodenale*, macho 7-10 mm de largo, hembra 9-15 mm de largo. El macho con la parte anterior en forma de C, y la parte posterior recta, mientras en la hembra todo el gusano es recto (Arevalo, 2018).

*Necator americanus* macho 5-9 mm de largo, hembra 9-11 mm de largo. El macho parte posterior en forma de S, hembra parte posterior recta.

### **Filariasis**

Agente etiológico, *Wuchereria bancrofti*, responsable del 90% de los casos, mide entre 1-4 cm, transportada por mosquitos vectores de los géneros *Anopheles*, *Aedes* y *Culex*. Afecta principalmente población de África.

Se localiza en los grandes troncos linfáticos y provoca dilataciones o estasis linfáticos, así como derrames de linfa en las cavidades naturales constituyendo hidroceles y en ocasiones **elefantiasis**.

Alteran los sistemas linfático e inmune y renal (Albert, 2018).

### **Otros nemátodos y sus aplicaciones**

#### **Nemátodos Anisakis (según Arce, 2017).**

A la familia Anisakidae, géneros: *Anisakis*, *Pseudoterranova* y *Contracaecum*, pertenecen los nemátodos parásitos de peces, mamíferos pinnípedos y aves respectivamente. Sus hospedadores definitivos pueden ser mamíferos acuáticos (león marino) y aves. Ciclo de vida: heces con huevos, el primer estado larval pasa al primer hospedador: crustáceos, donde se desarrolla el segundo estadio larval, de allí puede pasar a un segundo hospedador intermediario o paraténico: peces, calamares, allí ocurre el tercer estado larval, y finalmente vuelve al hospedador definitivo, donde alcanza su madurez sexual y reproducción.



### **Fitonemátodos (Guzmán et al., 2012).**

Los nemátodos fitoparásitos tienen un estilete en la parte anterior que les permite penetrar y extraer los nutrientes de los tejidos vegetales, afectan cultivos de: leguminosas, yuca, coco, banano, remolacha, papa, caña de azúcar, hortalizas y varios frutales. Géneros ectoparásitos son: *Trichodorus*, *Paratrochodorus*, *Longidorus*, *Hemicriconemoides*, *Criconemella* y *Belonolaimus*.

### **Importancia científica, como organismos modelo**

***Caenorhabditis elegans***, nemátodo del suelo, de zona templada, mide 1 mm, modelo para la genética y embriología (Navarro-González, 2003), además, se conoce su genoma completo. A continuación, se especifican cada uno de las áreas de trabajo donde participa como modelo.

- Longevidad, a través de él se estudia la regulación de los genes responsables de la longevidad. La ausencia de TRX-1 (tioredoxina) provoca disminución del tiempo de vida medio del nemátodo, TRX-1 está implicada en la regulación de la insulina/IGF-1 (línea germinal o de la restricción calórica), en la vía de hormonas esteroideas/DAF-12 y en la expresión de la neurona sensorial ASJ (regulación de la longevidad) (González-Barrios, 2014), por otra parte se ha estudiado en el modelo de regulación de la apoptosis respecto a la longevidad (Barettino, 2015), y en la supresión de la muerte reproductiva (Germs et al., 2020).
- Morfogénesis y fisiología, sus neuronas y su papel en la morfogénesis, volumen celular vs. sistemas y tejidos, en los mecanismos fisiológicos del proceso de mitohormesis, y como modelo para evaluar antihelmínticos

La uchuva *Physalis peruviana*, presenta fitonemátodos en el sistema radical géneros: *Meloidogyne*, *Pratylenchus*, *Helicotylenchus*, *Xiphinema*, *Hemicycliophora*, *Heterodera* y *Trichodorus* (Munera, 2015).

Los cultivos de tomate, chile, pepino y berenjena son parasitados por el fitonemátodo agallador *Meloidogyne* spp., las especies más frecuentes son: *M. incognita*, *M. arenaria*, *M. javanica* y *M. hapla* (Carrillo-Fasio et al., 2000).

de nemátodos (Fields et al., 2020, Froehlich et al., 2021, Krabbendam et al., 2020, Mayoral et al., 2017)

- En las ciencias ómicas, para precisar el mecanismo molecular de expresión y regulación genética de la vitamina B12, cambios en la expresión génica que alteran los niveles de serotonina, como modelo “in vivo” para probar probióticos sintetizados por bacterias, en la ruta metabólica que siguen compuestos neuroactivos y otros metabolitos sintetizados por bacterias ingeridas como alimento por *C. elegans*, proporcionándole neuroprotección, cooperación de neurotransmisores en la regulación de la actividad motora y asociación con la expresión de genes, metabolitos asociados a la ruta de la glucólisis y grado de saturación de lípidos, auxótrofia del colesterol y probables cambios génicos asociados (Bianchi et al., 2020, Cruz-Corchado et al., 2020, Giese et al., 2020, Hastings et al., 2017, McCulloch et al., 2020, Molenaars et al., 2020, Shamsuzzama et al., 2020, Urrutia et al., 2020).

***Pristionchus pacificus***, nematodo de vida libre constituye un modelo para el

estudio de la biología evolutiva del desarrollo, por ser dimorfo en su estructura bucal, con un morfo con dos dientes, asociado a comportamiento depredador, y otros con un diente, son bacterianos estrictos, estos morfos están a su vez relacionados con otras características que les permite respuestas ambientales (Han *et al.*, 2020).

***Haemonchus contortus***, nemátodo parásito del estómago del ganado (ovino, caprino, bovino), se ha convertido en un modelo de estudio a nivel de la biología molecular (multiómico) y con enfoques integrativos con otros parásitos importantes desde el punto de vista socioeconómico como son tremátodos y cestodos (Ma *et al.*, 2020).

#### **Estudios relacionados con las proteínas en nemátodos**

La caracterización molecular de las proteínas y enzimas antioxidantes (catalasa, fosfolípido hidroperóxido glutatión peroxidasa y la superóxido dismutasa) secretadas por el intestino de los nemátodos resultan importantes tanto para comprender su proceso evolutivo, de los parásitos y de vida libre, como para desarrollar tratamientos para el control y tratamiento y de los nemátodos parásitos (Jasmer *et al.*, 2019, Wang *et al.*, 2015, Xu *et al.*, 2020).

### **Clasificación de nematoda**

#### **Clase Chromadorea**

Orden Rhabditina: *Ascaris*, *Caenorhabditis*, *Enterobius vermicularis*, *Strongyloides stercoralis*

Orden Tylenchida: *Heterodera*, *Meloidogyne*, *Pratylenchus*,

Orden Spirurida: *Wuchereria bancrofti*, *Brugia malayi*

Orden Plectidae: *Chronogaster*

Orden Araeolaimida: *Aphanolaimus*

Orden Chromadorida: *Acromodora*

#### **Clase Dorylaimia**

Orden Trichinellida: *Trichinella spiralis*

Orden Dorylaimida: *Xiphinema*, *Longidorus*

Orden Mermithida: *Mermis*, *Capitomerms*

Orden Mononchida: *Mononchus*

#### **Clase Enoplea**

Orden Triplonchida: *Trichodorus*

Orden Enoplida: *Dioctophyme*

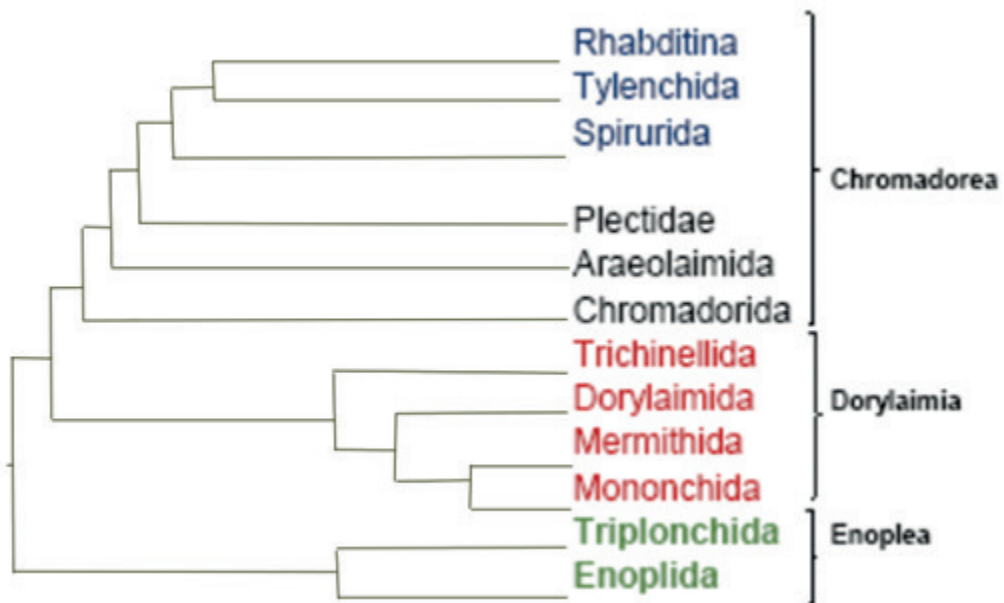
### 5.3 Filogenia de Nematoda

---

Análisis filogenómico de Nematoda incluye tres clases y 12 Órdenes (Fig. 5.6) (Baker y Woollard, 2019).

**Figura 5.6**

*Filogenia de Nematoda.*



**Nota.** Redibujado de Baker y Woollard (2019).

## Sabías que

En niños de 2 y 5 años, en Cartagena de Indias, se encontraron entre otros parásitos intestinales, los nemátodos: *Ascaris lumbricoides*, *Trichuris trichura* y el cestodo *Hymenolepis nana* (tenia enana, 15-40 mm) (Pedraza et al., 2019).

*Angiostrongylus cantonensis*, es un nemátodo que se puede acomodar en el sistema nervioso central del hombre y causa meningitis eosinofílica; su huésped intermedio es el caracol gigante africano *Achatina fulica*, quien lo aloja en su tejido pulmonar (Giraldo et al., 2019).

*Trichiuris vulpis* tricocéfalo parasita los perros y *T. suis* parasita los cerdos (IICAB, 2005).

Mamíferos vs. nemátodos parásitos: coevolución durante la interacción huésped-parásito (Hu et al., 2020).

Los invertebrados presentan receptores de cloruro sensibles al glutamato (GluCl) involucrados en la inhibición de neurotransmisión o como en el caso de los nemátodos como dianas moleculares de los antiparasitarios Lactonas macrocíclicas (LM) (Lamassiaude et al., 2020).

## Ejercicio

1. Establezca, para el caso de los nemátodos: órganos de los sentidos, función de la cutícula, sistema digestivo, sistema excretor, sistema reproductor.
2. Elabore una tabla con los parásitos nemátodos del humano y su sitio de permanencia en el cuerpo. ¿Cómo se pueden detectar la mayoría de estos parásitos?
3. ¿Qué medidas de prevención se deben tomar para evitar estas parasitosis?
4. ¿Qué otros nemátodos tienen importancia médico-biológica, o para la agricultura?

## Lecturas recomendadas

- Ciclos de vida de los parásitos nemátodos (Navone *et al.*, 2017)
- Identificación de fitonemátodos utilizando técnicas de ADN (Jaramillo-Pineda *et al.*, 2015)
- Parasitismo gastrointestinal en bovinos (Pinilla *et al.*, 2018, Vázquez Prats *et al.*, 2004)
- Nemátodo del género *Angyostrongylus* que ataca al humano en Costa Rica (Morera y Cespedesu, 2002)

## Bibliografía

- Albert, C. (2018). Tratamiento de la filariosis. [Trabajo de grado, Universidad Complutense, Facultad de Farmacia].
- Arce, D.S. (2017). Caracterización por taxonomía molecular de nemátodos que parasitan tres especies de peces de la Antártica. Facultad de Ciencias. Universidad Austral de Chile. 54p.
- Arevalo, Z. (2018). Parasitismo Intestinal. Bogotá D.C., Colombia. Laboratorio de Salud Pública de Bogotá. Alcaldía Mayor de Bogotá.
- Baker, E. & Woollard, A. (2019). How weird is the worm? Evolution of the developmental gene Toolkit in *Caenorhabditis elegans*. *Journal of Developmental Biology*, 7(4), 19. <https://doi.org/10.3390/jdb7040019>
- Barettino, A. (2015). Estudio en *Caenorhabditis elegans* del papel de los genes de la vía de apoptosis como mediadores de longevidad. (Trabajo de grado, Universidad Politécnica de Valencia, Biotecnología).
- Bianchi, L., Laghi, L., Correani, V., Schifano, E., Landi, C., Uccelletti, D. & Mattei, B. (2020). A combined proteomics, metabolomics and in vivo analysis approach for the characterization of probiotics in large-scale production. *Biomolecules*, 10(1), 157. <https://doi.org/10.3390/biom10010157>
- Botero, D. y Restrepo, M. (1992). Parasitosis humanas. Medellín, Colombia. Corporación para investigaciones biológicas CIB.
- Brusca, R. C. y Brusca, G. J. (2005). Invertebrados (2.<sup>a</sup> ed.). McGraw-Hill-Interamericana.
- Carrillo-Fasio, J.A, García-Estrada, R.S., Allende-Molar, R., Márquez-Zequera, I. y Cruz-Ortega, J.E. (2000). Identificación y distribución de especies del nemátodo nodulador (*Meloidogyne* spp.) en hortalizas, en Sinaloa, México. *Revista Mexicana de Fitopatología*, 18(2), 115-119.
- Cruz-Corchado, J., Ooi, FK., Das, S. & Prahlad, V. (2020). Global transcriptome changes that accompany alterations in serotonin levels in *Caenorhabditis elegans*. *G3 Genes, Genomes, Genetics*, 10(4), 1225-1246. <https://doi.org/10.1534/g3.120.401088>
- Fields, C., Bischof, J. & Levin, M. (2020). Morphological coordination: A common ancestral function unifying neural and non-neural signaling. *Physiology*, 35, 16-30. <https://doi.org/10.1152/physiol.00027.2019>
- Froehlich, J. J., Rajewsky, N. & Ewald, C. Y. (2021). Estimation of *C. elegans* cell-and tissue volumes. *MicroPublication Biology*, 000345. <https://doi.org/10.17912/micropub.biology.000345>
- Germes, D., Kern, C., Nour, J. & Ezcurra, M. (2020). Semelparity and reproductive death in *Caenorhabditis elegans*. Preprints. <https://doi.org/10.20944/preprints202011.0019.v1>
- Giese, G.E., Walker, M.D., Ponomarova, O., Zhang, H., Li, X., Minevich, G. & Walhout, A.J.M. (2020). *Caenorhabditis elegans* methionine/S-adenosylmethionine cycle activity is sensed and adjusted by a nuclear hormone receptor. *eLife*, 9, e60259. <https://doi.org/10.7554/eLife.60259>
- Giraldo, A., Garzón, C., Castillo, A. & Cór-

- doba-Rojas, D.F. (2019). Confirmation of the presence of *Angiostrongylus cantonensis* in lung tissue of the African giant snail (*Achatina fulica*) in Colombia. *Revista Infectio*, 23(2), 129-132.
- González-Barrios, M. (2014). Estudio del papel de tiorredoxina-1 de *Caenorhabditis elegans* en la longevidad del nemátodo y análisis de su región promotora. (Tesis de grado, Universidad de Sevilla, CSIC-JA-USE, Instituto de Biomedicina de Sevilla, IBIS) <https://hdl.hanle.net/10261/143800>
- Guzmán, O.A., Castaño, J.C. y Villegas, B. (2012). Principales nemátodos fitoparásitos y síntomas ocasionados en cultivos de importancia económica. *Revista Agronomía*, Universidad de Caldas, Manizales, 20(1), 38-50.
- Han, Z., Lo, W-S., Lightfoot, J.W., Witte, H., Sun, S. & Sommer, R.J. (2020). Improving transgenesis efficiency and CRISPR-associated tools through codon optimization and native intron addition in *Pristionchus* nematodes. *Genetics*, 216(4), 947-956. <https://doi.org/10.1534/genetics.120.303785>
- Hastings, J., Mains, A., Artal-Sanz, M., Bergmann, S., Braeckman, B.P., Bundy, J., Cabreiro, F., Dobson, P., Ebert, P., Hattwell, J., Hefzi, H., Houtkooper, R.H., Jelier, R., Joshi, C., Hothamachu, V.B., Lewis, N., Lourenço, A.B., Nie, Y., Norvaisas, P., Pearce, J., Riccio, C., ...Casanueva, O. (2017). WormJam: a consensus *C. elegans* metabolic reconstruction and metabolomics community and workshop series. *Worm*, 6, 2, e1373939. <https://doi.org/10.1080/21624054.2017.1373939>
- Hu, Y., Fan, H., Huang, G., Wu, Q., Nie, Y., Liu, S., Yan, L. & Wei, F. (2020). Genomic signatures of coevolution between non-model mammals and parasitic roundworms. *Molecular Biology and Evolution*, 243. <https://doi.org/10.1093/molbev/msaa243>.
- Institute for International Cooperation in Animal Biologics (IICAB). (2005). *Trichuriasis*. USA. Iowa State University.
- Jaramillo-Pineda, J., Guerrero-Olazarán, M., Fuentes-Garibay, J.A., Viader-Salvadó, J.M., Meza-García, J.L. y Morales-Ramos, L.H. (2015). Identificación de especies de *Meloidogyne* utilizando la secuenciación de regiones espaciadoras transcritas internas de ADN ribosomal de estadios juveniles. *Revista Mexicana de Fitopatología*, 13(1), 1-11.
- Jasmer, D.P., Rosa, B.A., Tyagi, R. & Mitreva, M. (2019). Omics driven understanding of the intestines of parasitic nematodes. *Frontiers Genetics*, 10,652. <https://doi.org/10.3389/fgene.2019.00652.e>
- Krabbendam, I.E., Honrath, B., Dilberger, B., Iannetti, E.F., Branicky, R.S., Meyer, T., Evers, B., Dekker, F.J., Koopman, W.J.H., Beyrath, J., Bano, D., Schmidt, M., Bakker, B.M., Hekimi, S., Culmsee, C., Eckert, G.P. & Dolga, A.M. (2020). SK cannel-mediated metabolic escape to glycolysis inhibits ferroptosis and supports stress resistance in *C. elegans*. *Cell Death and Disease*, 11, 263. <https://doi.org/10.1038/s41419-020-2458-4>
- Lamassiaude, N., Courtot, E., Corset, A., Charvet, C. & Neveu, C. (2020). Functional investigation of conserved glutamate receptor subunits reveals a new mode of action of macrocyclic lactones in nematodes. *BioRxiv*. <https://doi.org/10.1101/2020.12.17.423223>
- Lee, D.L. & Atkinson, H.J. (1977). *Physiology of Nematodes*. Columbia University Press.
- Ma, G., Wang, Q., Korhonen, P.K., Hof-

- mann, A., Sternberg, P.W., Young, N.D. & Gasser, R.B. (2020). Elucidating the molecular and developmental biology of parasitic nematodes: moving to a multiomics paradigm. *Advances in Parasitology*, 108, 175-229. <https://doi.org/10.1016/bs.apar.2019.005>.
- Mayoral Peña, Z., Piña Vazquez, DM., Gómez Sánchez, M., Salazar Olivo, LA., Aguilar Tipacamú, G. y Arellano Carbajal, F. (2017). El nematodo *Caenorhabditis elegans* como modelo para evaluar el potencial antihelmíntico de extractos de plantas. *Revista Mexicana de Ciencias Pecuarias*, 8(3), 279-289. <https://doi.org/10.22319/rmcp.v8i3.4504>
- McCulloch, K.A., Zhou, K. & Jin Y. (2020). Neuronal transcriptome analyses reveal novel neuropeptide modulators of excitation and inhibition imbalance in *C. elegans*. *PlosOne*, 15(6), e0233991. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0233991>
- Mendoza, M., Salazar, M., Suárez, C.A. y Micolta, V. (2014). Cultivo masivo de rotíferos *Brachionus* spp. Cartagena, Colombia. Ceniagua. 20p.
- Molenaars, M., Schomakers, B.V., Elfrink, H.L., Gao, A.W., Vervaart, M.A.T., Pras-Raves, M.L., Luft, A.C., Smith, R.L., Sterken, M.G., Kammenga, J.E., van Kampen, A.H.C., Janssens, G.E., Vaz, F.M., van Weeghel, M. & Houtkooper, R.H. (2020). Metabolomics and lipidomics in *C. elegans* using a single simple preparation. <https://doi.org/10.1101/2020.07.06.190017>
- Morera, P. y Cespedesu, R. (2002). *Angyostrongylus costaricensis* n. sp. (Nematoda: Metastrongyloidea), un nuevo gusano pulmonar que ocurren el humano en Costa Rica. *Revista de Biología Tropical*, 50(2), 783-796.
- Munera, G.M. (2015). Nemátodos asociados con uchuva (*Physalis peruviana* L.) en 24 municipios de Colombia. Proyecto Desarrollo integral de modelos productivos sostenibles para el cultivo sostenible de la uchuva en Colombia. Rionegro, Antioquia, Colombia. Corpoica.
- Navarro-González, R.E. (2003), El nemátodo *Caenorhabditis elegans* como modelo de estudio del desarrollo. (pp. 157-167). En O. Flores Herrera, H. Riveros Rosas, A. Sosa Peinado, E. Vázquez Contreras E. (Eds). Mensaje Bioquímico Vol, 27. México D.F., México. Departamento de Bioquímica, Facultad de Medicina. Universidad Nacional Autónoma de México.
- Navone, GT., Achinelly, MF., Notarnicola, J. y Zonta, M.L. (2017). Phylum Nematoda. (pp. 128-156). En F.B. Drago (Ed.). Macroparásitos Diversidad Biológica. Facultad de Ciencias Naturales y Museo. Editorial de la Universidad Nacional de La Plata.
- Pedraza, B., Suarez, H., De La Hoz, I. y Fragoso, P. (2019). Prevalencia de parásitos intestinales en niños de 2-5 años en hogares comunitarios de Cartagena de Indias, Colombia. *Revista Chilena de nutrición*, 46(3), 239-244. <https://doi.org/10.4067/S0717-75182019000300239>
- Pinilla, JC., Flórez, P., Sierra, M., Morales, E., Sierra, R., Vásquez, MC., Tobon, JC., Sánchez, A. y Ortiz, D. (2018). Prevalencia del parasitismo gastrointestinal en bovinos del departamento del Cesar, Colombia. *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú* 29(1), 278-287.
- Shamsuzzama, K., Lebedev, R., Trabelcy, B., Goncalves, I.L., Gerchman, Y. & Sapir, A. (2020). Metabolic Reconfiguration in *C. elegans* suggests a Pathway for widespread sterol auxotrophy the animal kingdom. *Current Biology*, 30(15). <https://doi.org/10.1016/j.cub.2020.07.061>



[org/10.1016/j.cub.2020.05.070](https://doi.org/10.1016/j.cub.2020.05.070)

Urrutia, A., García-Angulo, V.A., Fuentes, A., Caneo, M., Legüe, M., Urquiza, S., Delgado, S.E., Ugalde, J., Burdisso, P. & Calixto, A. (2020). Bacterially produced metabolites protect *C. elegans* neurons from degeneration. Plos Biology. <https://doi.org/10.1371/journal.pbio.3000638>

Vázquez Prats, V.M., Flores Crespo, J., Valencia, C.S., Herrera Rodríguez, D., Palacios Franquez, A., Liébano Hernández, E. y Pelcastre Ortega, A. (2004). Frecuencia de nemátodos gastroentéricos en bovinos de tres áreas de clima subtropical húmedo de México. Técnica Pecuaria en

México, 42(2), 237-245.

Wang, Q., Rosa, B.A., Jasmer, D.P. & Mitreva, M. (2015). Pan-Nematoda transcriptomic elucidation of essential intestinal functions and therapeutic targets with broad potential. EBiomedicine 2(9), 1079-1089. <https://doi.org/10.1016/j.ebiom.2015.07.030>

Xu L., Yang J., Xu M., Shan D., Wu, Z. & Yuan D. (2020). Speciation and adaptative evolution reshape antioxidant enzymatic system diversity across the phylum Nematoda. BMC Biology, 18, 181. <https://doi.org/10.1186/s12915-020-00896-z>

## **Sexta Unidad:** Artrópodos

---



## Propósitos

- Identifique y describa las características diagnósticas morfológicas de los artrópodos.
- Realice una clasificación taxonómica mínimo hasta el nivel de clase en los artrópodos.
- Reconozca el aporte de los artrópodos en los campos biológicos, médicos y económicos.
- Valore la diversidad de los artrópodos de Colombia y del Neotrópico.
- Compare los grupos Chelicerata y Mandibulata con base en su estructura externa.

## Competencias

- Reconoce las generalidades de la gran diversidad de artrópodos en el reino animal.
- Diferencia cada uno de los sistemas dispuestos en los artrópodos de acuerdo con su función.
- Compara los tardígrados y los onicóforos y relacionarlos con los artrópodos.
- Identifica las principales características morfológicas de los arácnidos.
- Distingue los Trilobites y Xiphosura como grupos pertenecientes a los quelicerados.
- Distingue los apéndices característicos de cada una de los órdenes más representativos de la clase Arachnida.
- Destaca la importancia de algunos arácnidos de importancia médica.
- Diferencia las principales características morfológicas y estrategias de defensa de los grupos de diplópodos y quilópodos.
- Identifica los crustáceos de importancia económica y ecológica.
- Identifica las principales características morfológicas y ejemplos de crustáceos de las clases, Branchiopoda, Maxilipoda y Malacostraca.
- Identifica las principales características morfológicas de los insectos.
- Clasifica los insectos, dependiendo del orden al que pertenezca.
- Distingue los apéndices característicos de cada una de las clases más representativas de los subfilos Chelicerata y Mandibulata.
- Interpreta la filogenia de los artrópodos y relaciona su evolución con el tiempo geológico.

## Introducción

Los artrópodos se caracterizan por su éxito evolutivo y amplia distribución geográfica, representan el 80% de las especies descritas del reino animal. En esta unidad se definen los artrópodos y se ilustran sus características, se tratan los filos más próximos a los artrópodos: tardígrados y onicóforos. Se estudian los grupos taxonómicos Quelicerados, con las clases Merostomata y Arachnida, la morfología interna y externa de un arácnido y de los órdenes más representativos de la clase Arachnida, este grupo de arácnidos finaliza con un resumen estratégico que incluye un cuadro comparativo de la morfología externa e interna de los cinco órdenes más diversos de arácnidos. Los Myriapoda con las clases

Diplopoda y Chilopoda. Los crustáceos con base en la ilustración y descripción de la morfología externa e interna de la langosta y las clases: Branchiopoda, Maxilopoda y Malacostraca, esta última se aborda con sus tres subclases y órdenes más importantes. Los insectos se ilustran a partir de la morfología externa e interna de un ortóptero, y morfología externa de un hemíptero, se brinda un acercamiento a las temáticas de crecimiento y metamorfosis, luego se asume una caracterización muy sucinta de los órdenes de insectos más conocidos. Al final de la unidad se presenta un resumen estratégico de artrópodos, donde se comparan las cinco clases de artrópodos, y la filogenia de los artrópodos.

### 6.1 Artrópodos

#### Competencias:

- Reconoce las generalidades de la gran diversidad de artrópodos en el reino animal.
- Diferencia cada uno de los sistemas dispuestos en los artrópodos de acuerdo con su función.

#### Definición de artrópodo

- Los artrópodos son un grupo de animales metazoarios, triblásticos, bilaterales, celomados, protostomados y esquizocélicos.
- Morfológicamente están organizados de modo segmentado (**tagmas**), presentando una segmentación típicamente heterónoma, tanto externa como interna, aunque a veces, esta segmentación se modifica profundamente.

- Externamente, están provistos de una **cutícula quitinosa** (Fig. 6.1), compuesta por quitina y proteína (con resilina), con calcificación sin colágeno, segregada por la epidermis, que parcialmente, sufre procesos de esclerotización dando lugar a escleritos, los cuales según su ubicación pueden ser: terguitos dorsales, pleuritos laterales y esternitos ventrales. La cutícula forma el **exoesqueleto**. El crecimiento es discontinuo, periódicamente cambian su cutícula sufriendo **proceso de muda** (Fig. 6.2) (ecdysis), mediadas por la ecdisona.

Los genes codifican la formación del exoesqueleto, en el crustáceo decápodo *Cherax quadricarinatus*, se estudiaron estos genes, los cuales, se clasificaron en dos grupos funcionales, los involucrados en la formación de la estructura quitino-

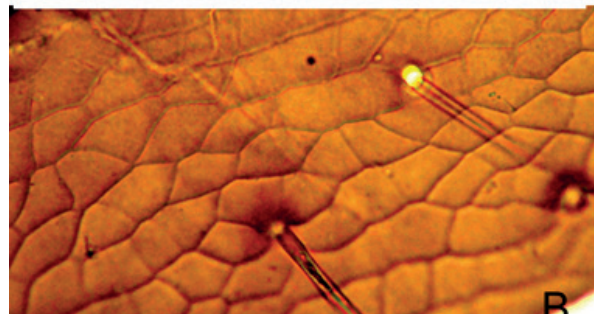
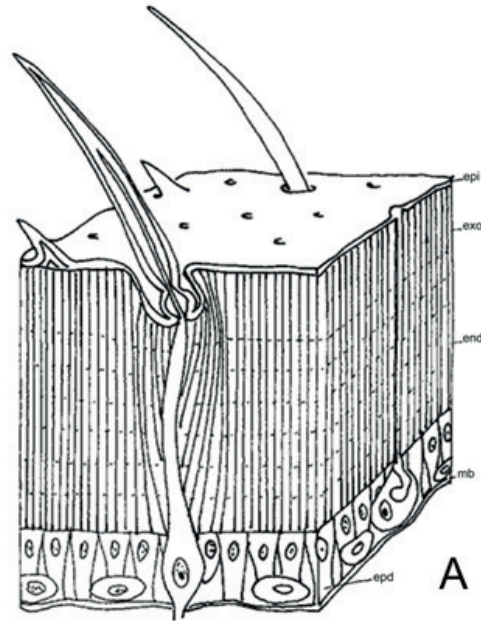
sa y los relacionados con la biomineralización y endurecimiento del exoesqueleto (Shaked *et al.*, 2020).

El exoesqueleto de los artrópodos está formado por quitina, proteínas, sales inorgánicas como  $\text{CaCO}_3$  y fosfato de calcio (Wardiatno *et al.*, 2021). En el xifosuro *Limulus polyphemus* las exuvias son más ricas en quitina que el exoesqueleto y su estructura cristalina principal es la  $\alpha$ -quitina (Mendez-Alpuche *et al.*, 2020).

La estructura de la cutícula del insecto *Locusta migratoria* se basa en la organización de las microvellosidades de la superficie de la célula epidérmica, quienes determinan la orientación inicial de la elongación paralela de la fibra (en el día), y la disposición de fibras helicoidales (en la noche), a partir de la cual, el coensamblaje de quitina-proteína y la compactación de la cutícula, produce la estructura helicoidal o unidireccional de la endocutícula (Sviben *et al.*, 2020).

### Figura 6.1

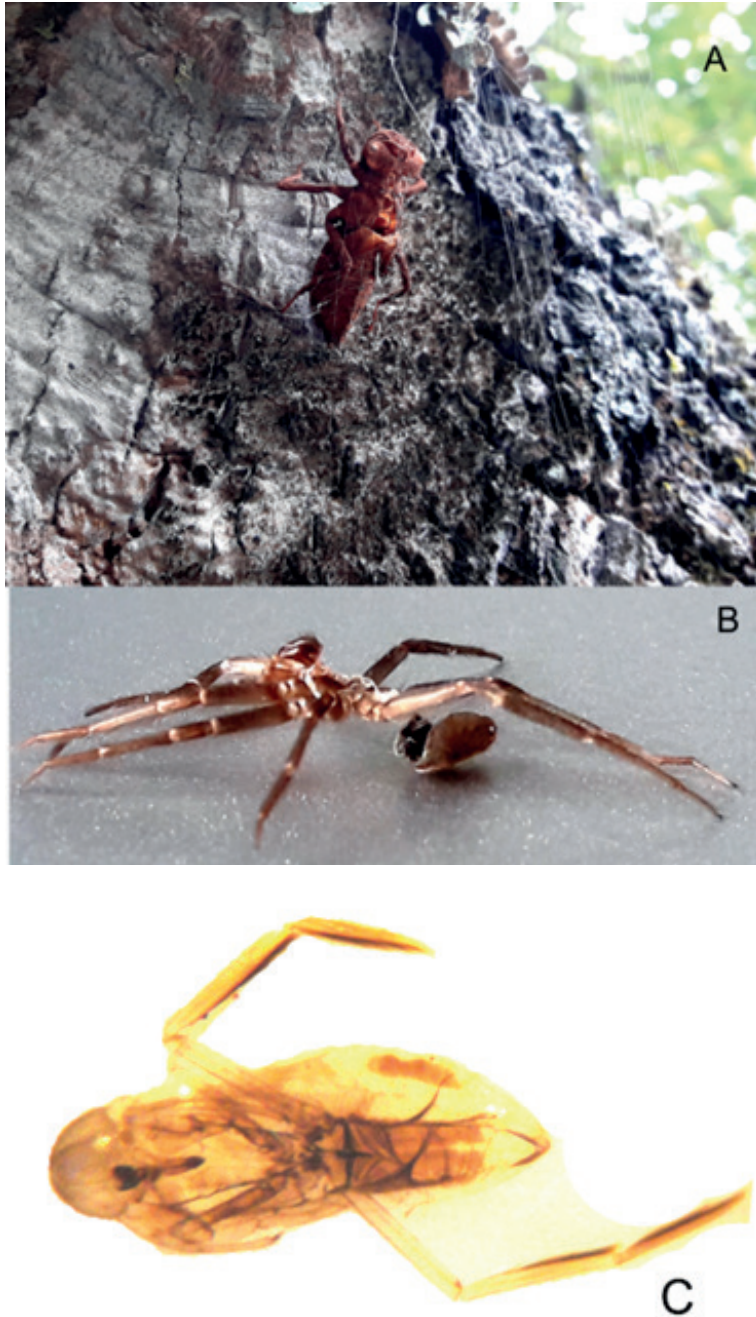
A. Estructura del exoesqueleto de un insecto. epd: epidermis, epi: epicutícula, end: endocutícula, exo: exocutícula, mb: membrana basal. B. Epitelio del fémur posterior de la abeja (400X).



Nota. A, redibujado de Eckert *et al.* (1991).

**Figura 6.2.**

*Exuvias o mudas del exoesqueleto de artrópodos A. de una ninfa de odonato, de allí emergió el adulto, B. de una araña, C. de una ninfa del genero Buenoa, hemiptero acuático recolectadao en Tumaco (Nariño).*

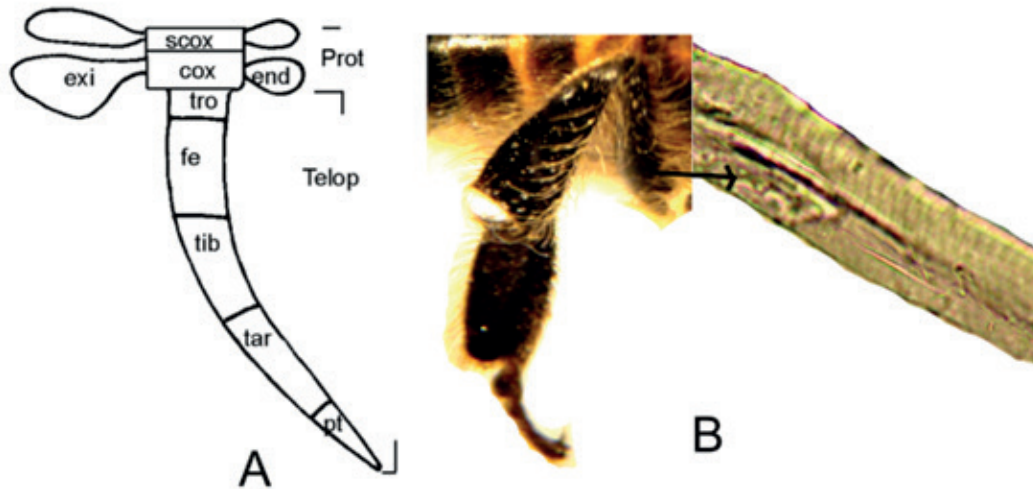


- **Apéndices están articulados:** unirrámeos, con un solo eje (Fig. 6.3), por ejemplo, insectos, la mayoría de arácnidos, miriápodos y birrámeos con dos ejes (Fig. 6.4), uno donde se adhiere una branquia y el otro una pata, por ejemplo, crustáceos, los dos tipos de apéndices se articulan al cuerpo

por medio de la coxa. Su musculatura está bien desarrollada y es de fibra estriada, disponiéndose en agrupaciones metaméricas por apéndice, sin formar capas musculares continuas.

**Figura 6.3**

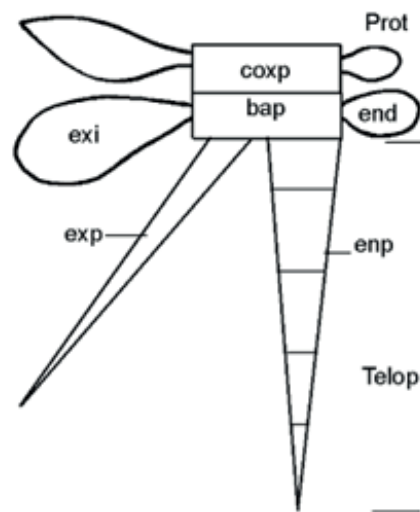
A. Esquema de un apéndice unirrámeo. *cox*: coxa, *end*: endito, *exi*: exito, *fe*: fémur, *Prot*: protopodito, *pt*: pretarso, *tar*: tarso, *Telop*: telopodito, *tib*: tibia, *tro*: trocánter, *scox*: subcoxa. B. Pata posterior de la abeja y músculo estriado del fémur (400X).



**Nota.** A, redibujado De La Fuente (1994).

**Figura 6.4**

Esquema de un apéndice birrámeo. *bap*: basipodito, *coxp*: coxopodito, *end*: endito, *enp*: endopodito, *exp*: exopodito, *exi*: exito, *Prot*: protopodito, *Telop*: telopodito.



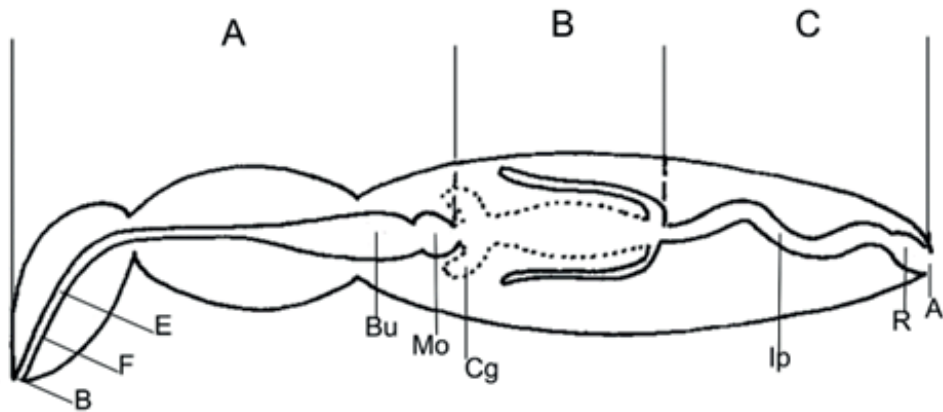
**Nota.** Redibujado De La Fuente (1994).



- Tubo digestivo completo (Fig. 6.5), piezas bucales con modificaciones según el tipo de alimentación, por ejemplo, los insectos con piezas masticadoras, están constituidas por mandíbulas y maxilas laterales, adaptadas a la masticación (Fig. 6.6).

**Figura 6.5**

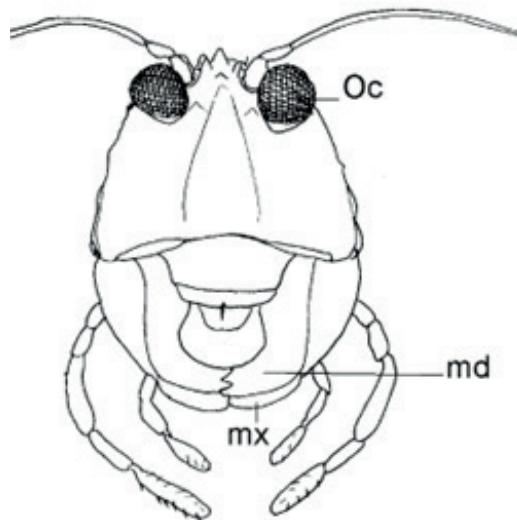
Esquema del sistema digestivo de un insecto. A: intestino anterior, B: Intestino medio, C: Intestino posterior. A: ano, B: boca, Bu: buche, Cg: ciegos gátricos (divertículos), E: esófago, F: faringe, Ip: intestino posterior, Mo: molleja, R: Recto.



**Nota.** Redibujado de Marshall y Williams (1980).

**Figura 6.6**

*Liparoscella modesta* (Bruner), cabeza de la hembra, vista ventral. md: mandíbula, mx: maxila, Oc: ojo compuesto.



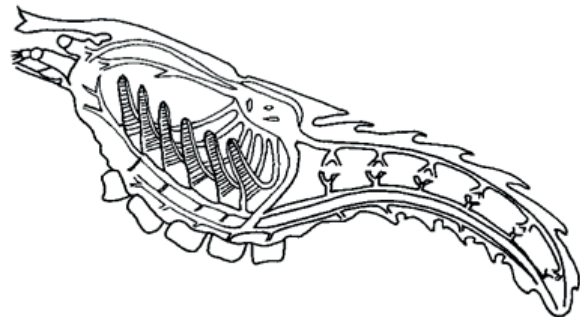
- El intercambio gaseoso realizado, bien a través del tegumento, bien por branquias, por ejemplo, en crustáceos (Fig. 6.7), o mediante un sistema especial de sacos aéreos, pulmones en libro o túbulos llamados tráqueas, por ejemplo, en insectos (Fig. 6.8), que se suelen diferenciar en las formas terrestres.

Los pulmones en libro consisten en una serie de canales aplanados horizontales, separados por espacios que permiten el flujo de hemolinfa, desde un saco aéreo pulmonar anterior hasta un seno aéreo posterior o atrio, el pulmón en libro en conjunto da una apariencia triangular (Hill, 2020).

Buena parte de los arácnidos, incluyendo arañas y amblipígididos presentan 1-2 pares de pulmones en libro, que abren a través de espiráculos en la parte ventral, en los segmentos II y III del opistosoma, v. g. salticidos posee un solo par de pulmones en libro en el II ventrito del opistosoma y un sistema de tráqueas asociado con un solo espiráculo ubicado en posición medio-ventral en el segmento III del opistosoma. Migalomorfos tienen dos pares de pulmones en libro, con ausencia de tráqueas. Algunos arácnidos como solífugos carecen de pulmones en libro, pero desarrollaron un sistema de sacos aéreos y tráqueas similares a las de los insectos (Hill, 2020). Otros grupos de arácnidos como los sinfitognatoides (arañas diminutas) presentan variabilidad, algunos con sistema traqueal y otros con pulmones en libro reducidos (Lopardo *et al.*, 2021).

**Figura 6.7**

Esquema de la langosta, indicando las branquias.



**Nota.** Modificado de Buchsbaum (1938).

**Figura 6.8**

Esquema del sistema de tráqueas de un insecto.

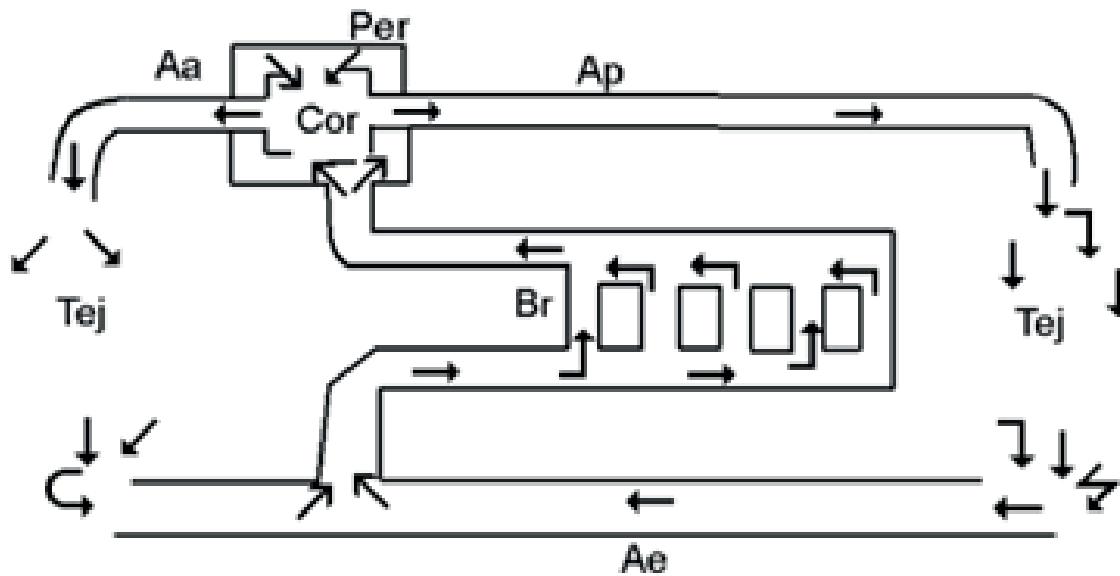


**Nota.** Modificado de Borror *et al.* (1989).

- Aparato circulatorio abierto (lagunar), con un corazón dorsal, situado en un seno pericárdico y dotado de aberturas ostiolares pares. El corazón distribuye la sangre por las arterias que van a los órganos y tejidos (Fig. 6.9), de donde vuelve al corazón, a través de los espacios del cuerpo (hemocel), **celoma reducido**.

**Figura 6.9**

Diagrama que indica la dirección de la sangre en los artrópodos (crustáceo). Cor: corazón, Aa: arteria anterior, Ae: arteria esternal, Ap: arteria posterior, Br: branquias, Per: pericardio, Tej: tejidos.

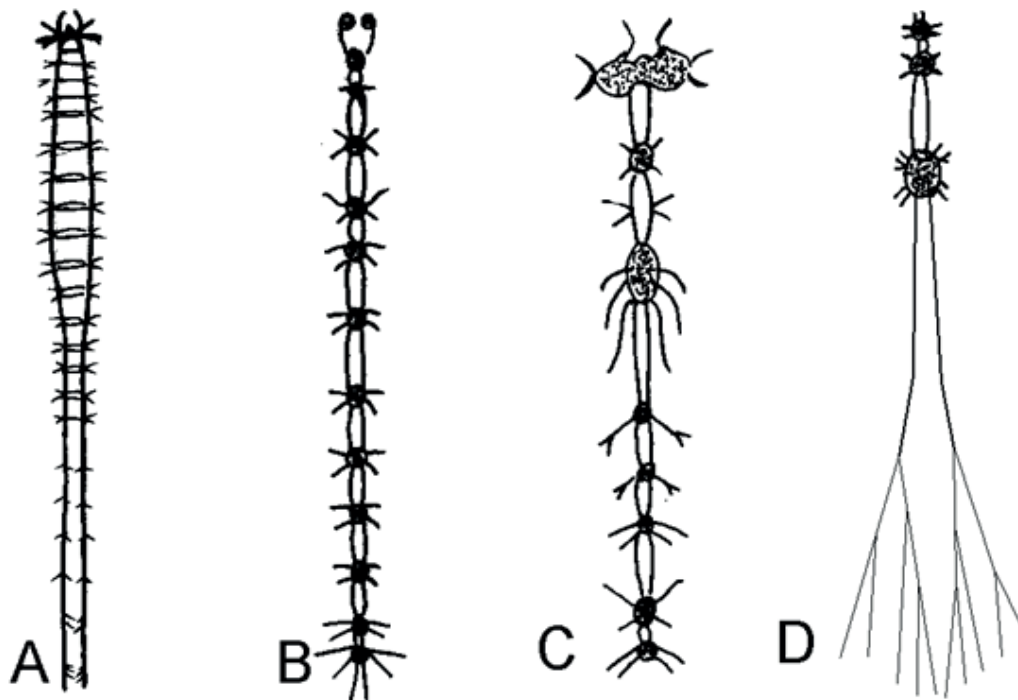


**Nota.** Redibujado de Naranjo (1988).

- Sistema nervioso central está formado por una escalera de cuerdas con ganglios metaméricos pares (Fig. 6.10). Los primeros pares de ganglios son supraesofágicos y forman, con el posible componente ganglionar presegmentario, un complejo cerebroide, el resto de los ganglios está situado ventralmente.
- Sistema sensorial está formado por estructuras especiales basadas en modificaciones tegumentarias, llamadas sensilas.

**Figura 6.10**

*Sistemas nerviosos de varios artrópodos mostrando la fusión de los ganglios. A: crustáceo primitivo, B: oruga, C: árido, D: chinche acuática.*

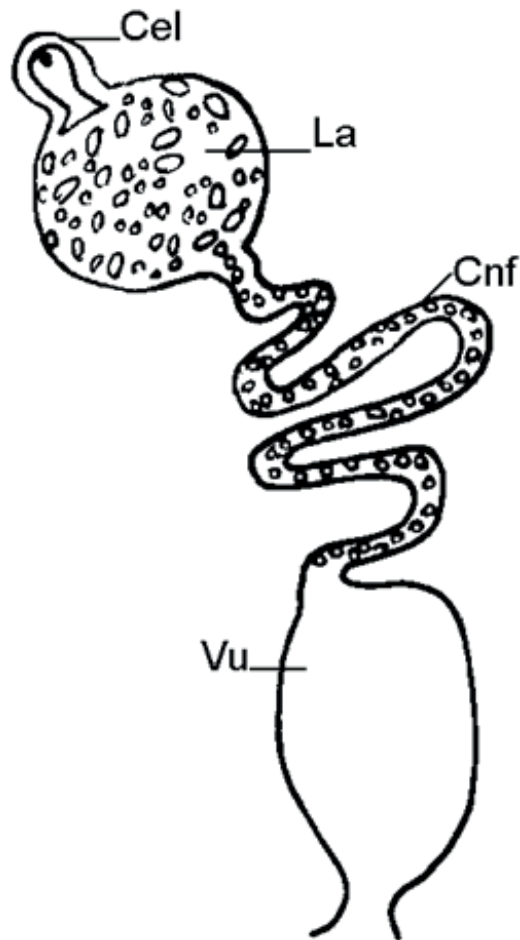


**Nota.** Modificado de Buchsbaum (1938).

- Ojos pueden ser sencillos (ocelos) o compuestos (Fig. 6.6), y están formados por lentes circulares y un epitelio sensorial.
- Excreción por las glándulas coxales o verdes (Fig. 6.11), o por tubos de Malpighi, dos o numerosos, que comunican con el tubo digestivo (Fig. 6.12).

**Figura 6.11**

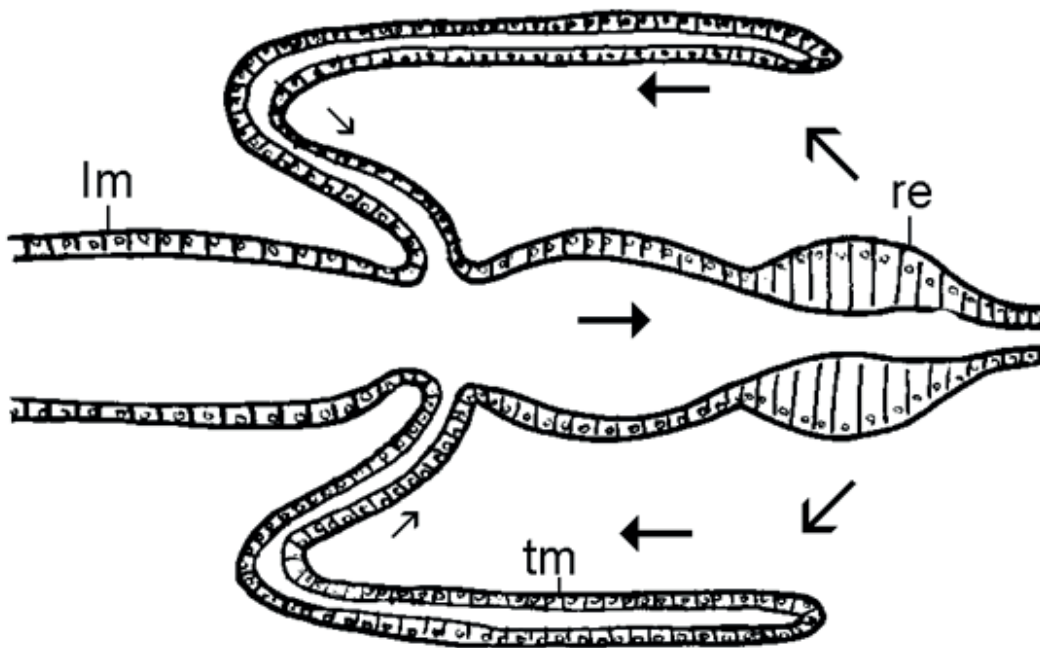
Glándula antenal (verde o coxal) de un cangrejo Cel: celomosaco, Cnf: canal nefridial, La: laberinto, Vu: vejiga urinaria.



**Nota.** Redibujado de Eckert *et al.* (1990).

**Figura 6.12**

Esquema del sistema excretor de insectos, dibujados sólo dos túbulos, pero hay más, las flechas señalan el recorrido circular del agua y de los iones. Im: intestino medio, re: recto, tm: túbulo de Malpighi.

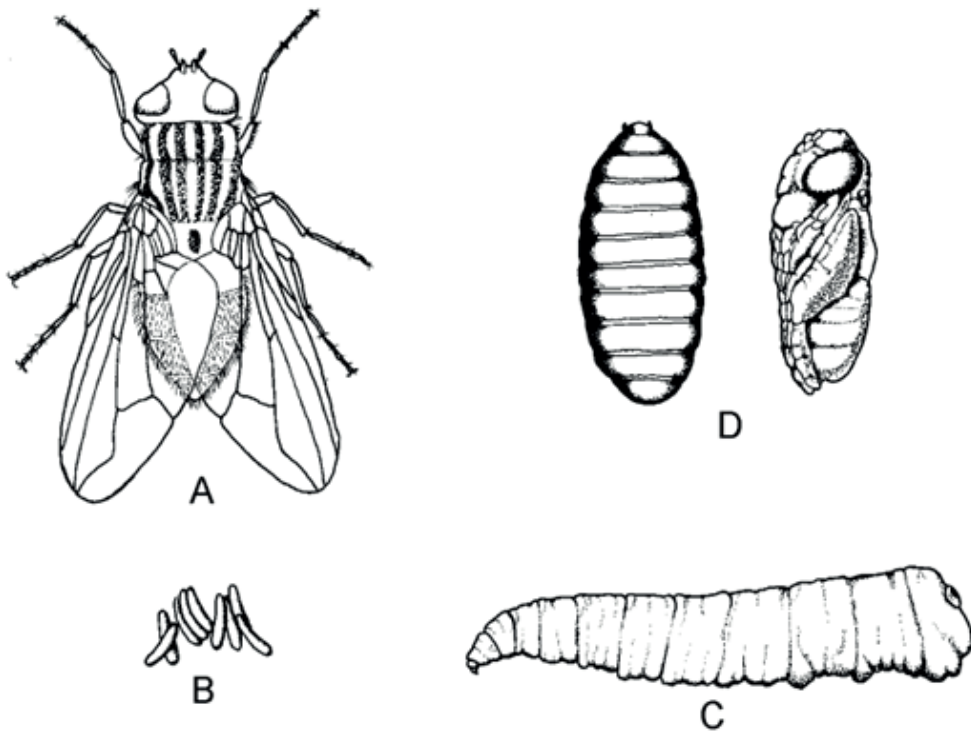


**Nota.** Redibujado de Eckert *et al.* (1990).

- Reproducción sexual, dioicos y gónadas mesodérmicas. Huevos son por lo general centrolecitos y su segmentación puede ser total o parcial, desarrollándose generalmente en mosaico. Oviparismo con desarrollo directo: del huevo emerge un individuo muy similar al adulto y sin capacidad de reproducción, o indirecto: con cambios después de emerger del huevo (metamorfosis) (Fig. 6.13).

**Figura 6.13**

*Metamorfosis completa de la mosca doméstica. A: hembra adulta, B: huevos, C: larva, D pupa.*



**Nota.** Redibujado de Wigglesworth (1959).

La **partenogénesis** es otra forma de reproducción de los artrópodos donde el huevo se desarrolla en un nuevo organismo sin fertilización (Suomalainen, 1962), hace referencia a la eclosión exitosa a partir de huevos no fertilizados, varios artrópodos presentan este tipo de reproducción, v. g. la araña *Triaeris stenaspis* (Korenko *et al.*, 2009), ácaros oribátidos (Acari) (Maraun *et al.*, 2019), áfidos conocidos como “pulgones” (insectos, hemípteros) (Yan *et al.*, 2020), una especie de mariquita (insectos, coleópte-

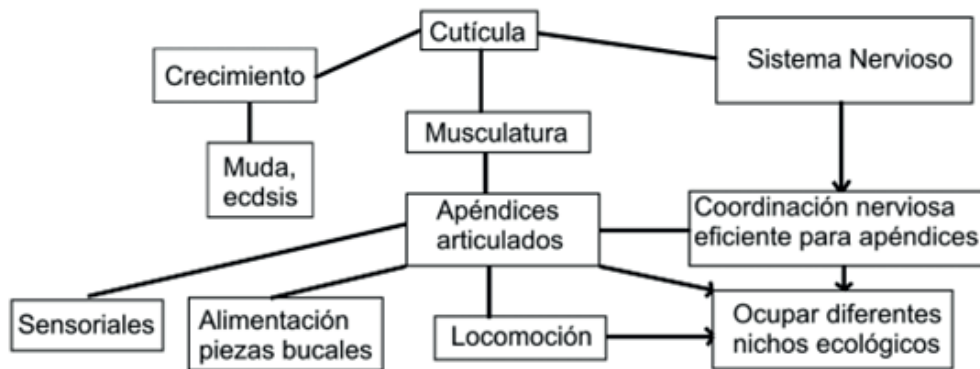
ros) (Magro *et al.*, 2019), insectos palo del género *Timema* (Jaron *et al.*, 2020), 1,8% de las especies de efímeras (insectos, efemerópteros) (Liegeois *et al.* 2021).

### El proceso de artropodización

En la figura 6.14 se resume el proceso de artropodización que inicia con la presencia de cutícula y se articula con el desarrollo de otros sistemas para permitir su adaptación a diferentes hábitats.

**Figura 6.14**

Esquema que indica el proceso de artropodización.



### Aplicaciones de la quitina y sus derivados

Las propiedades de la quitina y su derivado el quitosano, obtenidos de los crustáceos, incluyen la no toxicidad, biocompatibilidad, biodegradabilidad, y la actividad antimicrobiana y antioxidante, actúan favoreciendo la eficiencia hemostática, y apoyando la proliferación y unión celular. Estos dos compuestos en crustáceos también mantienen propiedades absorbentes de contaminantes del aceite. El quitosano con aditivos permitió la generación de vendajes para heridas, con excelentes propiedades mecánicas

y biomédicas (Jones *et al.*, 2020, Machalowski *et al.*, 2020, Muthu *et al.*, 2021).

Tanto el quitosano derivado del camarón como el obtenido de insectos, especialmente de la cucaracha *Periplaneta americana*, son empleados para desarrollar papel film con potencial para envasar alimentos, el papel film derivado de estos artrópodos presentó características destacadas como espesor, resistencia a la UV, capacidad de captación de radicales libres (DPPH) y actividad antimicrobiana (Chen *et al.*, 2021).



El polvo desmineralizado del exoesqueleto de cangrejo compuesto por  $\alpha$ -quitina fue usado como fuente de C/N para la producción de prodigosina (PG) vía fermentación por *Serratia marcescens*. El PG purificado, por este método, demostró actividad antioxidante moderada y efectiva inhibición de cuatro líneas celulares cancerígenas (Nguyen *et al.*, 2020).

Las exuvias de las arañas fueron planteadas como alternativa de quitina natural para el desarrollo de matrices para generar tejidos bio y ecocompatibles, la combinación quitina/nanosílice para la ingeniería de tejidos óseos, las películas de quitina/quitosano eficaces en la cicatrización de heridas. Otras aplicaciones como las membranas porosas para la creación de catalizadores y como absorbentes de petróleo crudo y de contaminantes del aceite (Machalowski *et al.*, 2020).

La estructura de quitina ( $\beta$ -1,4 glucosídico) del exoesqueleto del cangrejo cacerola *Carcinoscorpius rotundicauda*, le otorga propiedades tales como resistencia al daño estructural y al calor, por esto resulta ser promisorio para el desarrollo de materiales aislantes térmicos y contra la pérdida del calor, además es biodegradable (Wardiatno *et al.*, 2021).

### **Neuropéptidos de artrópodos**

La investigación sobre los neuropéptidos ha avanzado significativamente, respecto a su, origen genético, órganos de síntesis, tejidos diana y funciones, aquí se indican algunos que se encuentran en los artrópodos y se relacionan con su función.

La familia de neuropéptidos leucocininas (LK), comprenden de 6 a 21 aminoácidos, con funciones pleiotrópicas, como neuromoduladores y hormonas. Se encuen-

tran en varios invertebrados incluyendo, artrópodos, tardígrados, nematodos, anélidos y moluscos. No en todos los insectos, ni en cnidarios, platelmintos, y xenacelomorfos. En la mayoría de artrópodos están ubicados en el sistema nervioso central, en las células neurosecretoras de los segmentos abdominales (ABLKs) y en otros órganos, que difieren según el artrópodo. En la mayoría de taxones, las funciones también cambian, sin embargo, están relacionadas con: la regulación de la secreción de los túbulos de Malpighi, osmorregulación (iones y agua), alimentación, interacción sueño-metabolismo, modulación de la sensibilidad gustativa y nocicepción (Nässel & Wu, 2021).

El neuropéptido de factor dispersante de pigmentos (PDFs), es compartido por los últimos ancestros de Ecdysozoa y Panarthropoda (Onychophora + Tardigrada + Arthropoda), el gen pdf ancestral evolucionó del linaje protóstomo y se presenta tanto en espiralianos como en ecdysozoos, pero no en los deuteróstomos. En el onicóforo *Euperipatoides rowelli*, los péptidos pdf-I y pdf-II, muestran doble función, como hormonas (liberación hormonal en la hemolinfa) y en el sistema nervioso (neuroreceptores/neuromoduladores). Por otra parte, en los insectos tales péptidos controlan el reloj circadiano y la sincronización circadiana (Marin *et al.*, 2020).

El neuropéptido alatostatina por amplificación del gen original, dio origen en artrópodos a tres genes alatostatina C, CC y CCC, todos estos genes se conservan en varios quelicerados, y en algunos miriápodos e insectos. Su función es homóloga a la somatostatina de vertebrados (Veenstra, 2016).

Los genes SMYamida, están implicados en el funcionamiento del sistema nervioso, glándula salival, gónadas, función hormonal y otros tejidos periféricos en la cucaracha *Periplaneta americana* (Veensstra, 2021).

Los péptidos desarrollados en diferentes grupos de insectos, partiendo de 21 precursores de neuropéptidos, fueron estudiados por Bl'ser y Predel (2020), además, evidenciaron mayores pérdidas de genes peptídicos en los Holometábola.

### **Las lectinas de artrópodos**

Las lectinas son proteínas que actúan en el reconocimiento celular y molecular y están presentes en la hemolinfa de todos

los invertebrados (Rana *et al.*, 2020). En los artrópodos principalmente en crustáceos e insectos se han mostrado importantes resultados respecto a las lectinas tipo C, tipo S6, y lectina relacionada con el fibrinógeno, las cuales presentaron actividad en: a) la inmunidad innata, b) el reconocimiento de patógenos extraños y c) la estimulación de la vía profenoloxidasas.

Por otra parte, se plantea el efecto de las lectinas de los poríferos, bivalvos, gasterópodos marinos, crustáceos marinos y del cangrejo herradura *Tachypleus tridentatus*, como agentes anticancerígenos (Catanzaro *et al.*, 2020, Shen *et al.*, 2021, Singrang *et al.*, 2021, Wang *et al.*, 2020, Xia *et al.*, 2018, Zhu *et al.*, 2020).

## **6.2 Los filos más próximos a los artrópodos**

### **Competencia:**

- Compara los tardígrados y los onicóforos y los relaciona con los artrópodos

Los filos más próximos a los artrópodos son los tardígrados y los onicóforos (Ribera *et al.*, 2015). Los tardígrados presentes en ambientes húmedos y en todos los continentes excepto en la Antártida y los onicóforos son terrestres, pantropicales y por tanto presentes en Colombia.

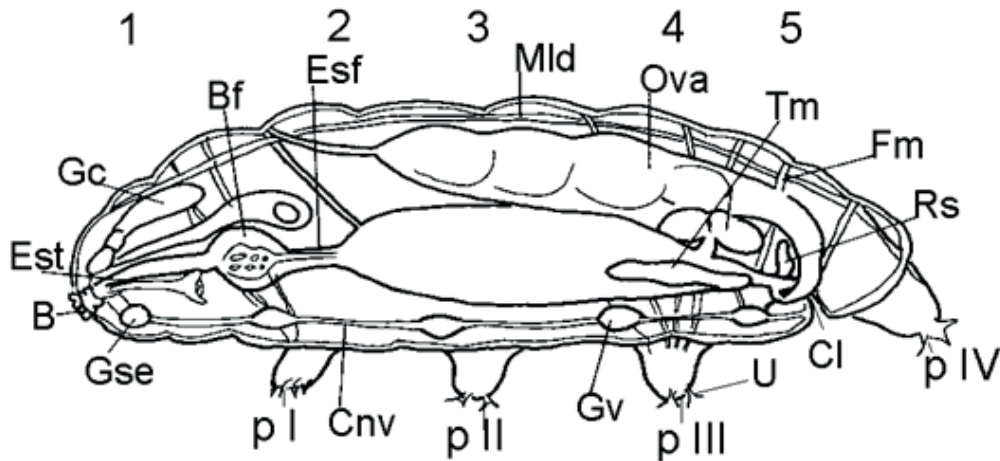
En la tabla 6.1 se presenta una comparación entre los tardígrados y los onicó-

foros, teniendo en cuenta su morfología externa e interna, junto con las figuras 6.15 y 6.16. Basado en Lagos-Tobías *et al.* (2013) y Cubillos *et al.* (2015).

En Colombia se presentan los géneros: *Macroperipatus*, *Epiperipatus* y *Peripatus*. En la Sierra Nevada de Santa Marta (departamento de Magdalena) las especies: *Epiperipatus vespuccii*, *E. edwardsii*, *E. imthurni*, y *Macroperipatus geayi* (Cubillos *et al.*, 2015, Jerez-Jaimes y Bernal-Pérez 2009).

**Figura 6.15**

Esquema de un tardígrado. B: boca, Bf: bulbo faríngeo, Cl: cloaca, Cnv: cordón nervioso ventral, Esf: esófago, Est: estilete, Fm: fibras musculares, Gc: ganglio cerebral, Gse: ganglio subesofágico, Gv: ganglio ventral, Mld: músculo longitudinal dorsal, Ova: ovario, Rs: receptáculo seminal, Tm: túbulos de Malpighi, U: uña. Números parte superior indican los segmentos del cuerpo 1-5, p I-IV señalan los cuatro pares de patas.



**Nota.** Redibujado de Barnes (1986).

**Tabla 6.1**

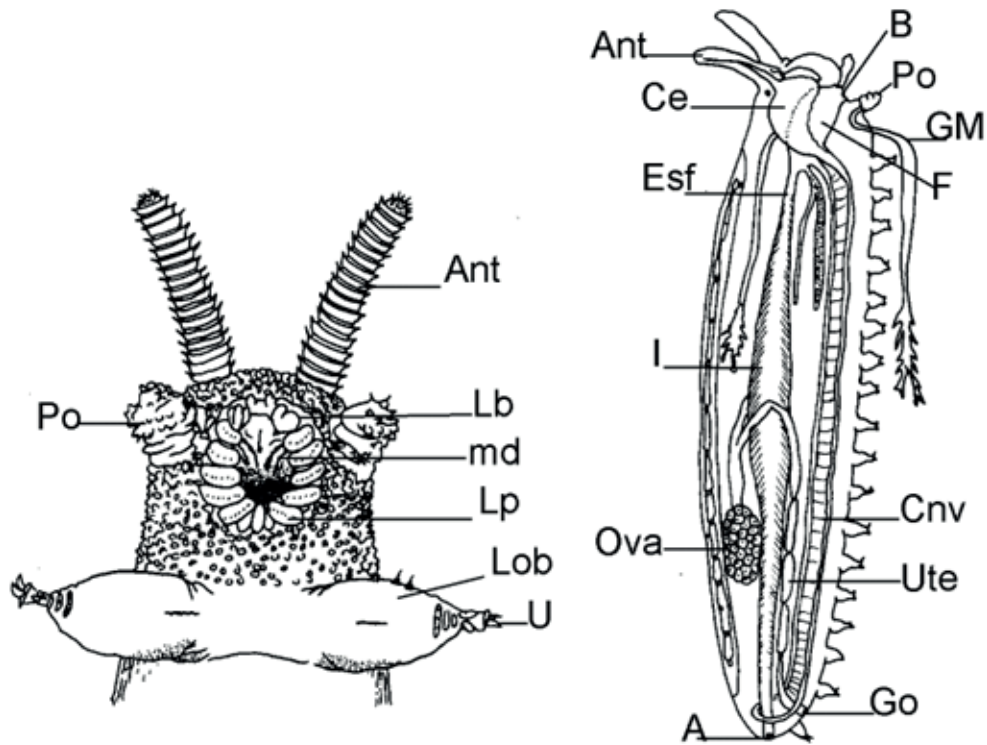
Características comparativas entre los tardígrados y los onicóforos.

	<b>Tardígrados (Fig. 6.15)</b>	<b>Onicóforos (Fig. 6.16)</b>
	"Ositos de agua" o "cerditos de musgo"	"Gusanos aterciopelados"
Tamaño	0,05-1,5 mm	1,5-16 cm
Hábitat	Marino, dulceacuícola, terrestres, ambientes húmedos. Asociados capa de agua de briofitos y líquenes	Bosques o suelo húmedo o cercano a fuentes de agua
División cuerpo	Cinco segmentos: cabeza + 4 segmentos	Cabeza y tronco
Patatas	Un par de patas en cada segmento excepto en la cabeza. <b>Lobopodiales, terminadas en 4 garras.</b> El 4to par para agarrarse al sustrato	Un par de patas por segmento <b>Lobopodos, finalizan en un par de uñas o garras.</b> Un par por segmento de 15 a 40 pares
Cutícula	Compuesta de quitina, mudan (ecdisis)	Cutícula quitinosa fina, sin calcificación, mudan (ecdisis)
Cavidad corporal	Celoma reducido o hemocele	Hemocele
Sistemas: Circulatorio y respiratorio	Hemocele	Circulatorio abierto con corazón dorsal, respiración a través de tráqueas cortas que desembocan en espiráculos, no homólogas a las de los artrópodos
Sistema Digestivo	Boca (piezas bucales estiletes), faringe, esófago, intestino medio (digestión y absorción), cloaca	Boca: con labios, mandíbula con dientes, faringe, esófago, intestino, recto, ano
Sistema excretor	Túbulos de malpighi 0-4 que desembocan en el intestino	Metanefridios que desembocan en la base interna de las patas y sacian su sed a través de poros ubicados también en las patas

	<b>Tardígrados (Fig. 6.15)</b>	<b>Onicóforos (Fig. 6.16)</b>
<i>Sistema Nervioso</i>	<i>Ganglio cerebral dorsal y un ganglio ventral por segmento corporal</i>	<i>Ganglio cerebral dorsal y un par de cordones nervosos ventrales conectados por comisuras</i>
<i>Órganos sensoriales</i>	<i>Manchas oculares dorsales, cirros, lamelas peribucales, clavos. Todos con función quimio y mecanorreceptoras</i>	<i>Cabeza: un par de antenas, un par de ojos. Región posterior: papilas quimio-receptoras</i>
<i>Reproducción</i>	<i>La mayoría dioicos, con un ovario y un testículo según el sexo, algunos, partenogénesis. Algunos desarrollo directo</i>	<i>Hembras: par de ovarios, machos: par de testículos. Vivíparos: unidos a la pared del oviducto para su nutrición (desarrollo placentario). Desarrollo directo</i>
<i>Carácter distintivo</i>	<b>Criptobiosis:</b> <i>estado de latencia o animación suspendida, funciones metabolismo basal, en condiciones ambientales desfavorables: congelamiento, desecación, variación salinidad, anoxia</i>	<i>Un par de papilas orales (cerca de la boca), con glándula mucosa que descarga secreción pegajosa emética, con la cual envuelve y paraliza sus presas</i>

### Figura 6.16

Esquema de un onicóforo. A: ano, Ant: antena, B: boca, Ce: cerebro, Cnv: cordón nervioso ventral, Esf: esófago, F: faringe, GM: glándula mucosa, Go: gonoporo, I: intestino, Lb: labio, Lop: lobópodo, Lp: lóbulos peribucales, md: mandíbula, Ova: ovario, Po: papila oral, U: uña o garra, Ute: útero.



**Nota.** Redibujado de De la Fuente (1994).

### Los artrópodos (Ribera *et al.*, 2015)

Los artrópodos actuales se dividen en dos grandes grupos, los **quelicerados** (Chelicerata) y los **mandibulados** (Mandibulata).

Los Chelicerata tienen dos tagmas (prosoma y opistosoma), en el prosoma disponen de apéndices pares, quelíceros, pedipalpos y cuatro pares de patas marchadoras y no poseen ni antenas, ni mandíbulas. Incluyen a las arañas, escorpiones y ácaros.

Los mandibulados se caracterizan por presentar mandíbulas cuya función es la de apresar y manipular el alimento, además presentan antenas, uno o dos pares. Pertenecen a este grupo los crustáceos, hexápodos, y miriápodos.

## Sabías que

La metamorfosis y calcificación de la cutícula del cangrejo *Eriocheir sinensis* está relacionada con la expresión genética de 128 genes (Wang et al., 2020).

Los genes para la producción de las hormonas sesquiterpenoides de los artrópodos también se encuentran en los cnidarios (Nong et al., 2020).

El desarrollo de los ojos de los artrópodos está regulado por los genes DGE y la variedad que presentan los arácnidos es el resultado de la expresión diferencial de RDGN (Red genética determinación de la retina) (Gainett et al., 2020).

El gen (*six3*) expresa los apéndices frontales de los onicóforos y el labro de los artrópodos, de manera independiente a los otros apéndices de la cabeza (Janssen 2017). El labro ya aparece en los fósiles de Cámbrico Temprano (518 Ma) del género *Leancoilia*, parientes lejanos de los quelicerados modernos (Liu et al., 2020).

La señalización de la hormona juvenil evolucionó con la aparición del exoesqueleto en los artrópodos (Chipman et al., 2014).

Los tardígrados son cosmonautas, fueron y volvieron al espacio en condición normal, en el 2007 a bordo del cohete Soyuz-U (Lagos-Tobías 2013).

*Epiperipatus* es el género más diverso de peripatidos neotropicales; con 26 especies en las Américas Central y Sur (Sampaio-Costa et al., 2018).

## Lecturas recomendadas

- Revisión de los artrópodos de México (Llorente Bousquets *et al.*, 1996)
- Análisis de la secreción adhesiva de un onicóforo (Jerez-Jaimes y Bernal-Pérez, 2009)
- Onicóforos de Brasil (Chagas-Júnior y Sampaio-Costa, 2014)
- Genes homeóticos y proteínas de unión aislantes en el desarrollo del plan corporal de artrópodos (Pauli *et al.*, 2016)
- Tardígrados de la familia Macrobiotidae, filogenia molecular y evolución fenotípica (Stec *et al.*, 2020)
- La superfamilia de transposones Tc1 fue detectada en dos filos de invertebrados (Arthropoda y Cnidaria) y en tres linajes de vertebrados (Actinopterygii, Agnatha y Anura) (Gao *et al.*, 2020)



## Ejercicio

1. Dibuje la estructura externa del exoesqueleto de un insecto, ubique la cutícula y sus partes, responda luego ¿Cuál es su composición? ¿Qué relación tiene la cutícula con el crecimiento?
2. ¿Qué ventajas presenta para los artrópodos el tener apéndices articulados? ¿Qué órganos y sistemas deben estar coordinados para facilitar el funcionamiento de los apéndices articulados?
3. Diferencie apéndices unirrámeos y birrámeos, de un ejemplo de cada uno.
4. ¿Cómo se relacionan los sistemas respiratorio y circulatorio en crustáceos y en insectos? ¿Qué tiene que ver su estructura y función con el ambiente donde viven?
5. ¿Cómo se relacionan la estructura y función de los sistemas excretores de crustáceos e insectos con el ambiente donde viven?
6. ¿Qué estructuras han desarrollado los artrópodos para facilitar su alimentación? señale ejemplos.
7. Con base en la tabla comparativa entre tardígrados y onicóforos cuáles consideras son las principales similitudes.
8. ¿Consulta cuál es la similitud entre artrópodos y onicóforos? ¿A partir de qué evidencia se determinó esta relación?

## Bibliografía

- Barnes, R.D. (1986). Zoología de los invertebrados. Interamericana.
- Bl'ser, M. & Predel, R. (2020). Evolution of neuropeptide precursors in polyneoptera (Insecta). *Frontiers in Endocrinology*, 11(197) <https://doi.org/10.3389/fendo.2020.00197>
- Borror, D.J., Triplehorn, C.A. & Johnson, N.F. (1989). *Study of Insects*. Saunders College Publishing.
- Brusca, R.C. y Brusca, G.J. (2005). *Invertebrados* (2.<sup>a</sup> ed.). McGraw-Hill-Interamericana.
- Buchsbaum, R. (1938). *Animals without backbones. An introduction to the invertebrates*. The University of Chicago.
- Catanzaro, E., Calcabrini, C., Bishayee, A. & Fimognari, C. (2020). Antitumor potential of marine and freshwater lectins. *Marine Drugs*, 18(1), 11. <https://doi.org/10.3390/md18010011>
- Chagas-Júnior, A. & Sampaio-Costa, C. (2014). Brazilian species of Onychophora with notes on their taxonomy and distribution. *Revista Biología Tropical*, 62(3), 977-985.
- Chen, S., Wei, X., Sui, Z., Guo, M., Geng, J., Xiao, J. & Hang, D. (2021). Preparation of antioxidant and antibacterial chitosan film from *Periplaneta americana*. *Insects*, 12(1), 53. <https://doi.org/10.3390/insects12010053>
- Chipman, A.D., Ferrier, D.E., Brena, C., Qu, J., Hughes, D.S.T., Schoder, R., Torres-Oliva, M., Znassi, N., Jiang, H., Almeida, F.C., Alonso, C.R., Apostolou, Z., Aqrawi, P., Arthur, W., Barna, J.C.J., Blankenburg, K.P., Brites, D., Capella-Gutiérrez, S., Coyle, M.,...Richards, S. (2014). The first myriapod genome sequence reveals conservative arthropod gene content and genome organisation in the centipede *Strigamia maritima*. *Plos Biology*, 12 (11): e1002005. <https://doi.org/10.1371/journal.pbio.1002005>
- Cubillos, D., Díaz, R. y Guerrero, R. (2015). Onicóforos Los aterciopelados que no cantan pero encantan. *InfoZOA Boletín de Zoología*, 7, 1-11.
- De La Fuente, J.A. (1994). *Zoología de artrópodos*. Interamericana McGraw-Hill.
- Eckert, R., Randall, D. y Augustine, G. (1990). *Fisiología animal, mecanismos y adaptaciones* (3.<sup>a</sup> ed.). Interamericana McGraw-Hill.
- Gainett, G., Ballesteros, J.A., Kanzler, C.R., Zehms, J.T., Zern, J.M., Aharon, S., Gavish-Regev, E. & Sharma, P.P. (2020). Systematic paralogy and function of retinal determination network homologs in arachnids. *BMC Genomics*, 21(1): 811 <https://doi.org/10.1186/s12864-020-07149-x>
- Gao, B., Zong, W., Miskey, C., Ullah, N., Diaby, M., Chen, C., Wang, X., Ivics, Z. & Song, C. (2020). Intruder (DD38E), a recently evolved sibling family of DD34E/Tc1 transposons in animals. *Mobile DNA*, 11(1). <https://doi.org/10.1186/s13100-020-00227-7>
- Hill, DE. (2020). Respiration by jumping spiders (Araneae: Salticidae). *Peckhamia* 225.1, 1-28.

- Janssen, R. (2017). Comparative analysis of gene expression patterns in the arthropod labrum and the onychophoran frontal appendages, and its implications for the arthropod head problema. *EvoDevo*, 8(1). <https://doi.org/10.1186/s13227-016-0064-4>
- Jaron, K., Parker, D.J., Anselmetti, Y., Van, P.T., Bast, J., Dumas, Z., Fiquet, E., François, K., Hayward, K., Rossier, V., Simion, P., Robinson-Rechavi, M., Galtier, N. & Schwander, T. (2020). Convergent consequences of parthenogenesis on stick insect genomes. *BioRxiv*, 227172428. <https://doi.org/10.1101/2020.391540>
- Jerez-Jaimes, J. y Bernal-Pérez, M.C. (2009). Taxonomía de los onicóforos de Santander, Colombia y termogravimetría, calorimetría de barrido diferencial y espectroscopia infrarroja de la secreción adhesiva (Onychophora: Peripatidae). *Revista Biología Tropical*, 57(3), 567-588.
- Jones, M., Kujundzic, M., Jhon, S. & Bismarck, A. (2020). Crab vs. mushroom: a review of crustacean and fungal chitin in wound treatment. *Marine Drugs*, 18(1), 64. <https://doi.org/10.3390/md18010064>
- Korenko, S., Smerda, J. & Pekar, S. (2009). Life-history of the parthenogenetic oonopid spider *Triaeris stenaspis* (Araneae: Oonopidae). *European Journal of Entomology*, 106(106), 217-223. <https://doi.org/10.14411/eje.2009.028>
- Lagos-Tobías, A.M., Daza, A., Sánchez, C., León, M.V., Caicedo, M., Londoño, R. y Quiroga, S. (2013). Ositos de agua Phylum: Tardigrada. *InfoZOA Boletín de Zoología* 2, 1-15.
- Liegeois, M., Sartori, M. & Schwander, T. (2021). Extremely widespread parthenogenesis and a trade-off between alternative forms of reproduction in mayflies (Ephemeroptera). *Journal of Heredity*, 112(1), 45-57. <https://doi.org/10.1093/jhered/esaa027>
- Liu, Y., Ortega-Hernández, J., Zhai, D. & Hou, X. (2020). A reduced labrum in a Cambrian Great-Appendage Euarthropod. *Current Biology*, 3057-3061. <https://doi.org/10.1016/j.cub.2020.05.085>
- Llorente Bousquets, J., García Aldrete, A.N. y González Soriano, E. (1996). Biodiversidad, taxonomía y biogeografía de artrópodos de México. Hacia una síntesis de su conocimiento. Universidad Nacional Autónoma de México.
- Lopardo, L., Michalik, P. & Hormiga, G. (2021). Take a deep breath...The evolution of the respiratory system of symphytognathoid spiders (Araneae, Araneoidea). *Organisms Diversity & Evolution*. <https://doi.org/10.1007/s13127-021-00524-w>
- Machalowski, T., Amemiya, C. & Jesionowski, T. (2020). Chitin of Araneae origin: structural features and biomimetic applications: a review. *Applied Physics A*, 126, 678. <https://doi.org/10.1007/s00339-020-03867-x>
- Magro, A., Lecompte, E., Hemptinne, J-L., Soares, A.O., Dutrillaux, A.M., Murienne, J., Fürsch, H. & Dutrillaux, B. (2019). First case of parthenogenesis in ladybirds (Coleoptera: Coccinellidae) suggests new mechanisms for the evolution of asexual reproduction. *Journal of Zoological Systematics and Evolutionary Research*, 58(1), 194-208. <https://doi.org/10.1111/jzs.12339>

- Maraun, M., Caruso, T., Hense, J., Lehmitz, R., Mumladze, L., Murvanidze, M., Nae, I., Schulz, J., Seniczak, A. & Scheu, S. (2019). Parthenogenetic vs. sexual reproduction in oribatid mite communities. *Ecology and Evolution*, 9(12), 7324-7332. <https://doi.org/10.1002/ece3.5303>
- Marin, C., Hering, L., Metzendorf, N., Hormann, S., Kasten, S., Fuhrmann, S., Werckenthin, A., Herberg, FW., Stengl, M. & Mayer, G. (2020). Analysis of pigment-dispersing factor neuropeptides and their receptor in a velvet worm. *Frontiers in Endocrinology*, 11(273). <https://doi.org/10.3389/fendo.2020.00273>
- Marshall, A.J. y Williams, W.D. (1980). *Zoología de invertebrados*. Reverté.
- Mendez-Alpuche, AA., Rios-Soberanis, CR., Rodriguez-Laviada, J., Perez-Pacheco, E. & Zaldivar-Rae, JA. (2020). Physicochemical comparison of chitin extracted from horseshoe crab (*Limulus polyphemus*) exoskeleton and exuviae. *ChemistrySelect*, 5 (38), 1145-11752. <https://doi.org/10.1002/slct.202000085>
- Muthu, M., Gopal, J., Chun, S., Devadoss, AJP., Hasan, N. & Sivanesan, I. (2021). Crustacean waste-derived chitosan: antioxidant properties and future perspective. *Antioxidants (Basel)*, 10(2), 228. <https://doi.org/10.3390/antiox10020228>
- Naranjo, G.E. (1988). *Zoología de los Invertebrados*. Escuela de Ingeniería Agronómica, Facultad de Ciencias Agrícolas, Universidad Central del Ecuador.
- Nässel, D.R. & Wu, S.F. (2021). Leucokins: multifunctional neuropeptides and hormones in insects and other invertebrates. *International Journal of Molecular Sciences*, 22, 1531. <https://doi.org/10.3390/ijms22041531>
- Nguyen, VB., Nguyen, DM., Nguyen, AD., Ngo, VH., Ton, TQ., Doan, CT., Pham, TP., Than, TPH. & Wang, SL. (2020). Utilization of crab waste for cost-effective bioproduction of prodigiosin. *Marine Drugs*, 18, 523. <https://doi.org/10.3390/md18110523>
- Nong, W., Cao, J., Li, Y., Qu, Z., Sun, J., Swale, T., Yip, H.Y., Quian P.Y., Qiu, J-W., Kwan, HS., Bendena, W., Tobe, S., Chan, TF., Yip, KY., Chu, K., Ngai, SM., Tsim, KY., Holland, PWH. & Hui, JHL. (2020). Jellyfish genomes reveal distinct homeobox gene cluster and conservation of small RNA processing. *Nature Communications*, 11(1): 3051. <https://doi.org/10.1038/s41467-020-16801-9>
- Pauli, T., Vedder, L., Dowling, D., Petersen, M., Meusemann, K., Donath, A., Peters, R., Podsiadlowski, L., Mayer, C., Liu, S., Zhou, X., Heger, P., Wiehe, T., Hering, L., Mayer, G., Misof, B. & Niehuis, O. (2016). Transcriptomic data from panarthropods shed new light on the evolution of insulator binding proteins in insects. *BMC Genomics*, 17 (861). <https://doi.org/10.1186/s12864-016-3205-1>
- Rana, K., Oinam, SD., Sorokhaibam, JS. & Senjam, SS. (2020) Roles and biomedical applications of haemolymph lectin. *Current Pharmaceutical Biotechnology*, 21, 1444. <https://doi.org/10.2174/1389201021666200730123330>
- Ribera, I., Melic, A. y Torralba, A. (2015). Introducción y guía visual de los artrópodos. *Revista IDE@-SEA*, 2, 1-30.
- Sampaio-Costa, C., Chagas-Junior, A, y Pinto Da Rocha, R. (2018). Redescrición de *Epiperipatus edwardsii*, y descripciones

- de cinco nuevas especies de *Epiperipatus* de Brasil (Onychophora: Peripatidae). *Zoologia (Curitiba)*, 35, e23366. <https://doi.org/10.3897/zoologia.35.e23366>
- Shaked, S.A., Abehsera, S., Levy, T., Chalifa-Caspi, V. & Sagi A. (2020). From sporadic single genes to a broader transcriptomic approach: insights into the formation of the biomineralized exoskeleton in decapod crustaceans. *Journal of Structural Biology*, 212(2), 107612. <https://doi.org/10.1016/j.jsb.2020.107612>
- Shen, D., Tong, M., Guo, J., Mei, X., Xia, D., Qiu, Z. & Zhao, Q. (2021). A pattern recognition receptor C-type lectin-S6 (CTI-S6) is involved in the immune response in the silkworm (Lepidoptera: Bombycidae). *Journal Insect Science*, 21(1), 9. <https://doi.org/10.1093/jisesa/ieaa146>
- Singrang, N., Laophetsakunchai, S., Tran, BN., Matsudaira, PT., Tassanakajon, A. & Wangkanont, K. (2021). Biochemical and structural characterization of a recombinant fibrinogen-related lectin from *Penaeus monodon*. *Scientific Reports*, 11, 2934. <https://doi.org/10.1038/s41598-021-82301-5>
- Stec, D., Vecchi, M., Calhim, S. & Michalczuk, L. (2020). New multilocus phylogeny reorganizes the family Macrobiotidae (Eutardigrada) and unveils complex morphological evolution of the *Macrobiotus hufelandi* group. *Molecular Phylogenetics and Evolution*. <https://doi.org/10.1016/j.ympev.2020.106987>
- Suomalainen, E. (1962). Significance of parthenogenesis in the evolution of insects. *Annual Review of Entomology*, 7(1), 349-366. <https://doi.org/10.1146/annurev.en.07.010162.002025>
- Sviben, S., Spaeker, O., Bennet, M., Albéric, M., Dirks, JH., Moussian, B., Fratzl, P., Bertinetti, L. & Politi, Y. (2020). Epidermal cell surface structure and chitin-protein co-assembly determine fiber architecture in the Locust cuticle. *ACS Applied Materials & Interfaces*, 12(23), 25581-25590. <https://doi.org/10.1021/acsami.0c04572>
- Veenstra, J.A. (2016). Allatostatins C, double C and triple C, the result of a local gene triplication in an ancestral arthropod. *General and Comparative Endocrinology*, 153-157. <https://doi.org/10.1016/j.ygcen.2016.04.013>
- Veenstra, J.A. (2021). SIFamide paralog, is expressed by salivary gland innervating neurons in the American cockroach and likely functions as a hormone. *Peptides*, 136. <https://doi.org/10.1016/j.peptides.2020.170466>
- Wardiatno, Y., Riyanto, B., Iskandar, NA., Kleinertz, S., Funch, P. & Kurniawan, F. (2021). A new marine biomaterial: the shell of mangrove horseshoe crabs, *Carcinoscorpius rotundicauda* (Latreille, 1802) emphasizing its physico-chemical characteristics. *Frontiers in Marine Science*. <https://doi.org/10.3389/fmars.2021.612016>
- Wang, J., Chen, X., He, F., Song, X., Huang, S., Yue, W., Chen, Y., Su, X. & Wang, C. (2020). Global analysis of gene expression profiles provides novel insights into the development and evolution of the large crustacean *Eriocheir sinensis*. *Genomics Proteomics Bioinformatics*, 17, S1672-0229 (20) 30141-8. <https://doi.org/10.1016/j.gpb.2019.01.006>
- Wang, XW., Vasta, GR. & Wang, JX. (2020). The functional relevance of shrimp

C-type lectins in host-pathogen interactions. *Developmental & Comparative Immunology*, 109, 103708. <https://doi.org/10.1016/j.dci.2020.103708>

Wigglesworth, V.B. (1959). Metamorphosis, Polymorphism, Differentiation. *Anatomy and physiology. Scientific American*, 50-56.

Xia, X., You, M., Rao, XJ. & Yu, XQ. (2018). Insect C-type lectins in innate immunity. *Developmental & Comparative Immunology*, 83, 70-79. <https://doi.org/10.1016/j.dci.2017.11.020>.

Yan, S., Wang W-x & Shen, J. (2020). Reproductive polyphenisms and its advantage in aphids: switching between sexual and reproduction. *Journal of Integrative Agriculture*, 19(6), 1447-1457. [https://doi.org/10.1016/S2095-3119\(19\)62767-X](https://doi.org/10.1016/S2095-3119(19)62767-X)

Zhu, Y., Yu, X., Cheng, G., & Zhu, Y. (2020). Insect C-type lectins in microbial infections. *Advances Experimental Medicine and Biology*, 1204, 129-140. [https://doi.org/10.1007/978-981-15-1580-4\\_5](https://doi.org/10.1007/978-981-15-1580-4_5)

### 6.3 Chelicerata (Quelicerados)

#### Competencias:

- Identifica las principales características morfológicas de los arácnidos
- Distingue los Trilobites y Xiphosura como grupos pertenecientes a los quelicerados
- Distingue los apéndices característicos de cada una de los órdenes más representativos de la clase Arachnida
- Destaca la importancia de algunos arácnidos de interés médico

Los quelicerados tienen el cuerpo dividido en prosoma y opistosoma. El prosoma o cefalotórax está compuesto de seis segmentos y el opistosoma o abdomen de un número variable de segmentos y un telson o cola.

Los **quelíceros** son el primer par de apéndices del prosoma, homólogos al segundo par de antenas de los mandibulados. El segundo par de apéndices son los **pedipalpos**, además tienen cuatro pares de patas caminadoras. No poseen antenas, ni mandíbulas.

Los primeros fósiles de Chelicerata aparecen en el Cámbrico-Reciente (ver Anexo 1), los taxones que datan de este período son: Pycnogonida y Euchelicerata, dentro de los fósiles del Ordovícico-Reciente aparecen Xiphosura y Eurypterida (Dunlop *et al.* 2020).

Los grupos actuales de quelicerados aparecen en el registro fósil hasta el Silúrico. Los euriptéridos son otros quelicerados fósiles que también desaparecieron junto a los **trilobites** (Fig. 6.17) y otros muchos invertebrados al final del Pérmico, todas especies marinas bentónicas, similares a los escorpiones y

algunos alcanzaron gran tamaño, como *Jaekelopterus rhenaniae*, cuyo quelíceros mide 50 cm y un tamaño total estimado de 2.5 m (Ribera *et al.*, 2015).

Nolan *et al.* (2020) plantean la monofilia de Arachnoplumonata con base en la duplicación de cuatro factores de transcripción requeridos para la formación de apéndices (*dachshund*, *homothorax*, *extradenticle*, y *optomotor blind*), por otra parte, tanto opiliones como ácaros presentan una sola copia de estos factores.

Noah *et al.*, (2020) plantean a Xiphosura y Aracno-pulmonados (Tetrapulmonata + Scorpiones) como taxones hermanos, hipotetizando respecto al ancestro de Xiphosura y extintos Euryperida regresaron al mar después de la primera colonización del agua a la tierra por los quelicerados.

Los análisis filogenéticos y filogenómicos sobre las relaciones evolutivas de los quelicerados continua, por otra parte, hay dudas sobre la monofilia de Arachnida y siguen sin resolverse las relaciones dentro de los arácnidos (Giribet, 2018, Sharma *et al.*, 2021).

#### Clase Merostomata

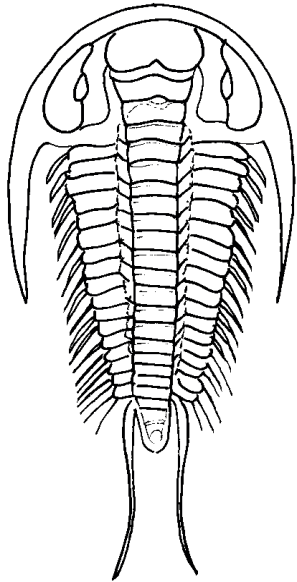
Los miembros de la clase Merostomata son quelicerados acuáticos que se caracterizan por la presencia de cinco o seis pares de apéndices abdominales modificados como branquias y por poseer un telson en forma de espiga en el extremo del cuerpo. Puede dividirse el grupo en dos subclases: Xiphosura (límulos) y la ya desaparecida Eurypterida.

Subclase Xiphosura. Nombre común: cangrejo cacerola, cacerola de las Molucas, cangrejo bayoneta, cangrejos de herra-

dura, cacerola de mar (Fig. 6.18). Tamaño: hasta 60 cm de longitud, color marrón oscuro (Fig. 6.18).

### **Figura 6.17**

*Trilobite.*



**Nota.** Redibujado de Ribera *et al.* (2015).

### **Importancia médica**

*Limulus polyphemus*, cangrejo herradura del Atlántico, habita en la costa oeste de Estados Unidos, desde la Península de la Florida hasta Maine, en México: Península de Yucatán, desde sonda de Campeche hasta Bahía de la Ascensión (Sandoval-Gío *et al.*, 2018). Su pesca ha sido intensificada para la extracción de su hemolinfa con fines terapéuticos, su sangre presenta células **amebocitos** similares a leucocitos de vertebrados, que reaccionan ante las endotoxinas de bacterias coagulándose. Esta reacción de coagulación funciona inmovilizando los microorganismos patógenos, que mueren por la secreción de sustancias

antimicrobianas liberadas por la hemolinfa. Por tanto, su extracto de hemolinfa se aplica para detectar endotoxinas producidas por enfermedades bacterianas y para verificar la limpieza, tanto de productos, como del equipo médico esterilizado (Lobov científica, 2020).

En investigación también son objeto de estudio, por ejemplo, con relación a las opsinas. Las opsinas son proteínas componentes de los fotorreceptores de los ojos de la mayoría de animales, tanto de invertebrados como de vertebrados. En *Limulus polyphemus*, hay 18 opsinas identificadas y por lo menos una de éstas es sensible a la luz ultravioleta (Battelle *et al.*, 2016).

### **Genoma de los xifosuros**

Los genomas de los cangrejos de herradura presentan una composición característica que implica cambios pasados y presentes. En *Carcinoscorpius rotundicauda* y *Tachypleus tridentatus* el contenido repetido fue similar en ambos genomas, representando un tercio del genoma total, las repeticiones dominantes fueron los elementos de ADN, seguidos de LINE, SINE y LTR. El número de genes Hox fue 43, con cinco grupos Hox, en la primera especie y 36 genes Hox, con tres grupos Hox en la segunda especie, las dos especies contienen dos grupos ParaHox. *Limulus polyphemus* presentó cuatro grupos Hox, con un solo grupo ParaHox. En los cangrejos herradura se produjeron tres rondas de duplicación del genoma completo (WGD). Después de WGD, distintos genes duplicados en las poblaciones, están bajo diferentes tasas de mutación y selección (Nong *et al.*, 2021).



### Morfología externa e interna

La morfología externa (Fig. 6.18 A y B) e interna se resume en la figura 6.18 C.

### Clasificación clase Merostomata

Orden Synziphosurida

Incluye únicamente formas fósiles. Su opistosoma se presentaba dividido en un mesosoma de siete segmentos y un

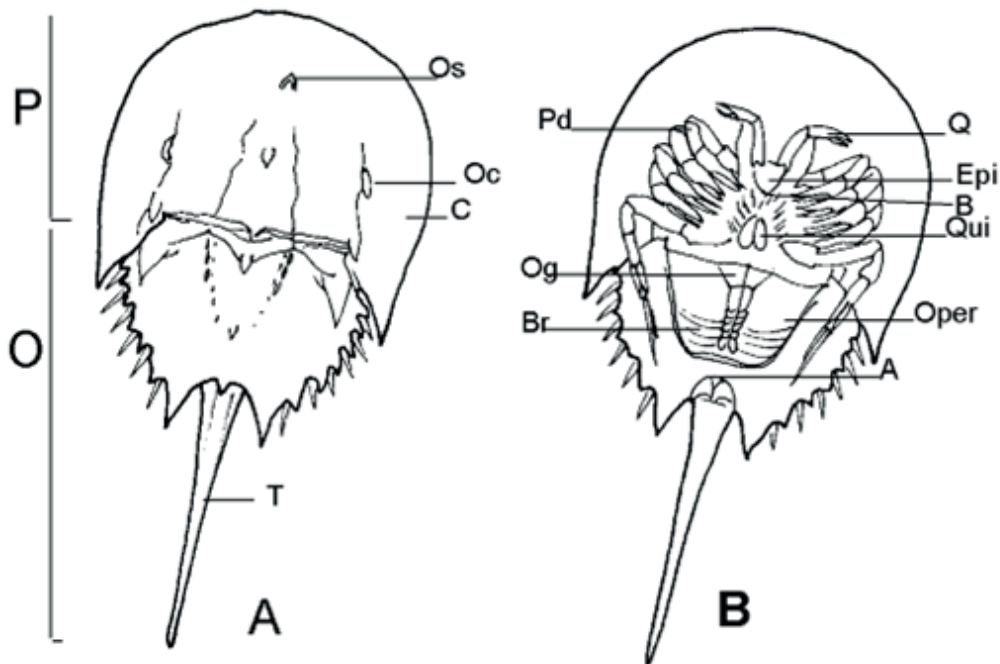
metasoma de tres segmentos, terminado en una gran espina caudal.

Orden Limulida

En él se incluyen todas las formas actuales, su opistosoma no está dividido en meso y metasoma.

### Figura 6.18

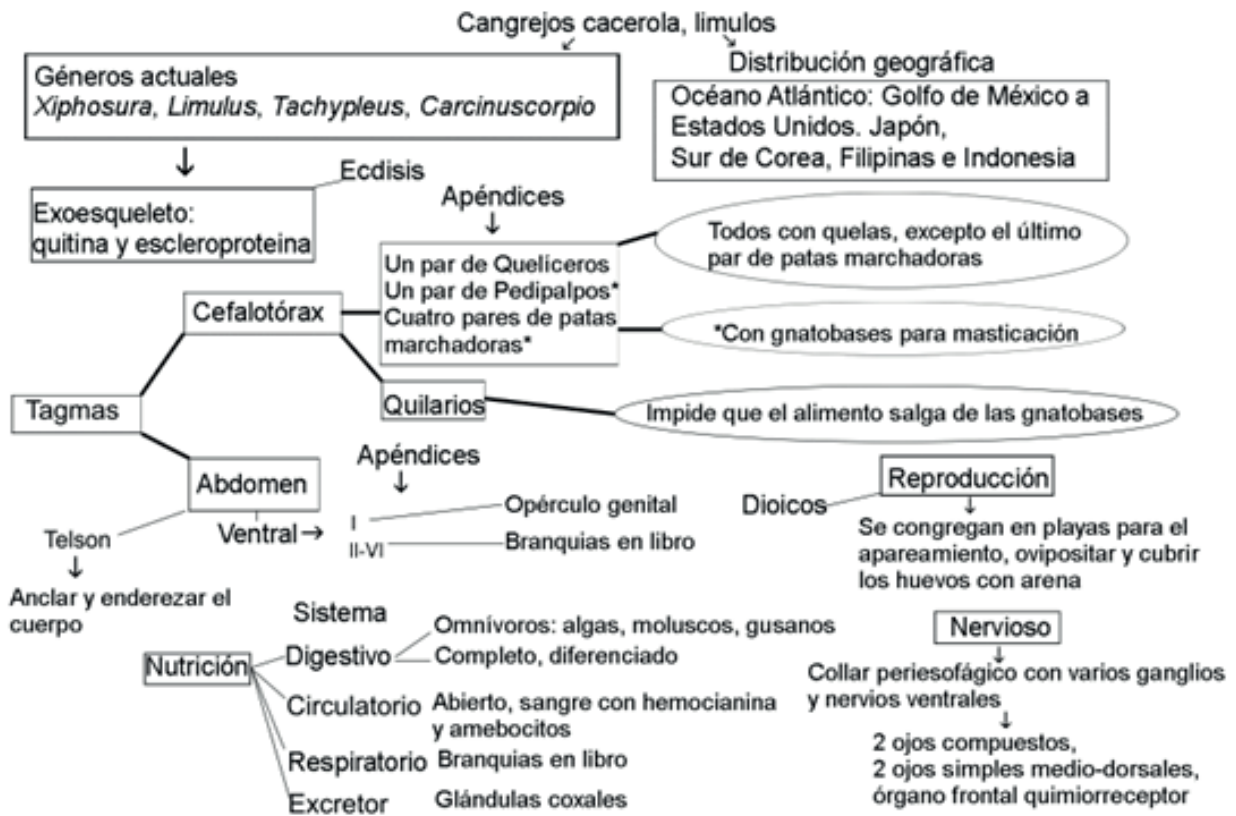
**A y B.** Esquema de un cangrejo cacerola, *Limulus* (Xifosuros). A. vista dorsal, B. vista ventral. A: ano, B: boca, Br: branquias, C: caparazón, Epi: epistoma, O: opistosoma, Oc: ojo compuesto, Og: opérculo genital, Oper: opérculo branquial, Os: ojo simple, P: prosoma, Pd: pedipalpo, Qui: quilario, T: telson, Q: quelíceros.



**Nota.** Redibujado de Marshall y Williams (1980).

**Figura 6.18 C**

*Límulos características morfológicas internas y externas.*

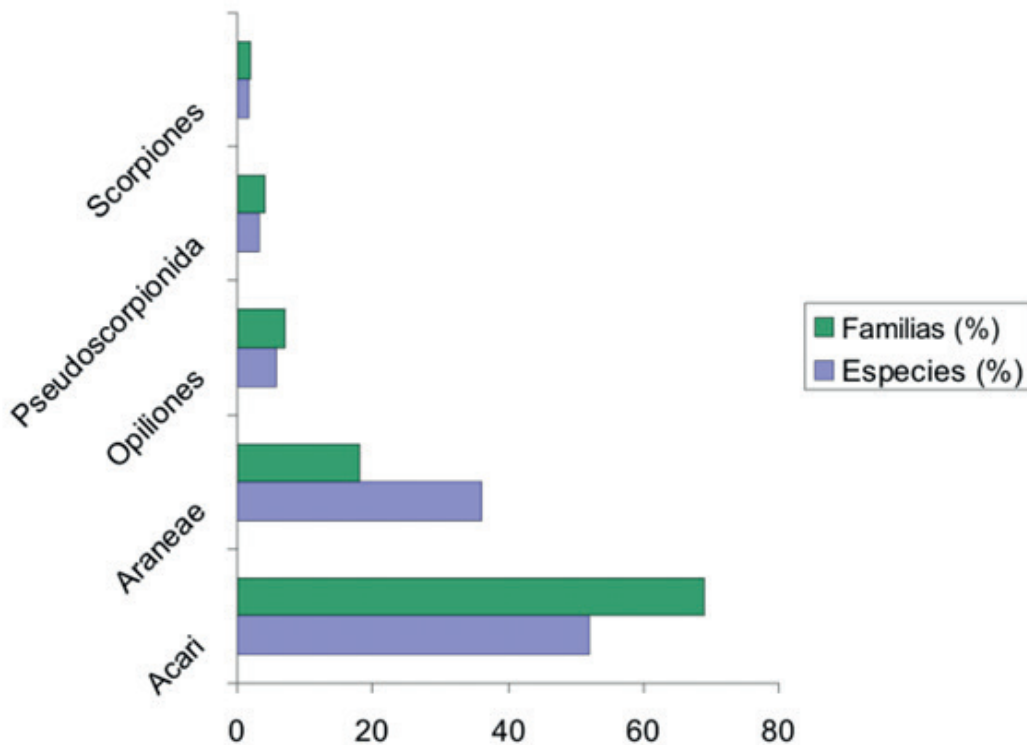


### Clase Arachnida

La clase Arachnida esta integrada por 11 órdenes: Araneae, Opiliones, Scorpiones, Pseudoscorpiones, Acari, Amblypygi, Palpigradi, Ricinulei, Schizomida, Solifugae y Thelyphonida (Francke, 2014). El orden Araneae se caracteriza tanto en su morfología externa como interna y luego los cinco primeros órdenes, por ser los de mayor riqueza mundial (Fig. 6.19), se consideran en un análisis comparativo posterior.

**Figura 6.19**

*Riqueza de especies y familias por orden de Arachnida, las dos expresadas en porcentajes.*



**Nota.** Datos tomados de: Iraola (1998), Francke (2014), Pérez *et al.* (2014).



Foto: Camilo Chaves

### **Orden Araneae**

Nombre común: arañas (Fig. 6.20). Tamaño de 0,37 mm de largo, hasta las enormes arañas migalomorfas tropicales (tarántulas) cuyos cuerpos llegan a 9 cm sin contar las patas. Las dos especies de arañas más pequeñas pertenecen a la familia Symphytognathidae, la primera de estas *Patu digua*, cuyo macho mide 0,37 mm, se localiza en Colombia en el municipio de Dagua (Valle del Cauca) y la otra especie habita en Costa de Marfil, África occidental, cuya la hembra mide 0,46 mm (Wegner, 2011).

**Hábitat.** Bosques, desiertos, montañas, pantanos, tierra y agua. La araña de jardín (*Argiope*) que construye su tela circular en lugares soleados, jardines y hierba alta.

Comportamiento de la araña de jardín (*Argiope*): la araña hila un círculo de tela simétrico y prefiere suspenderse cabeza abajo en el centro manteniendo sus patas anteriores y posteriores muy próximas entre sí.

Las arañas secretan enzimas para iniciar el proceso digestivo fuera del cuerpo. *Argiope* puede trocear y desgarrar su presa y succionar las partes líquidas.

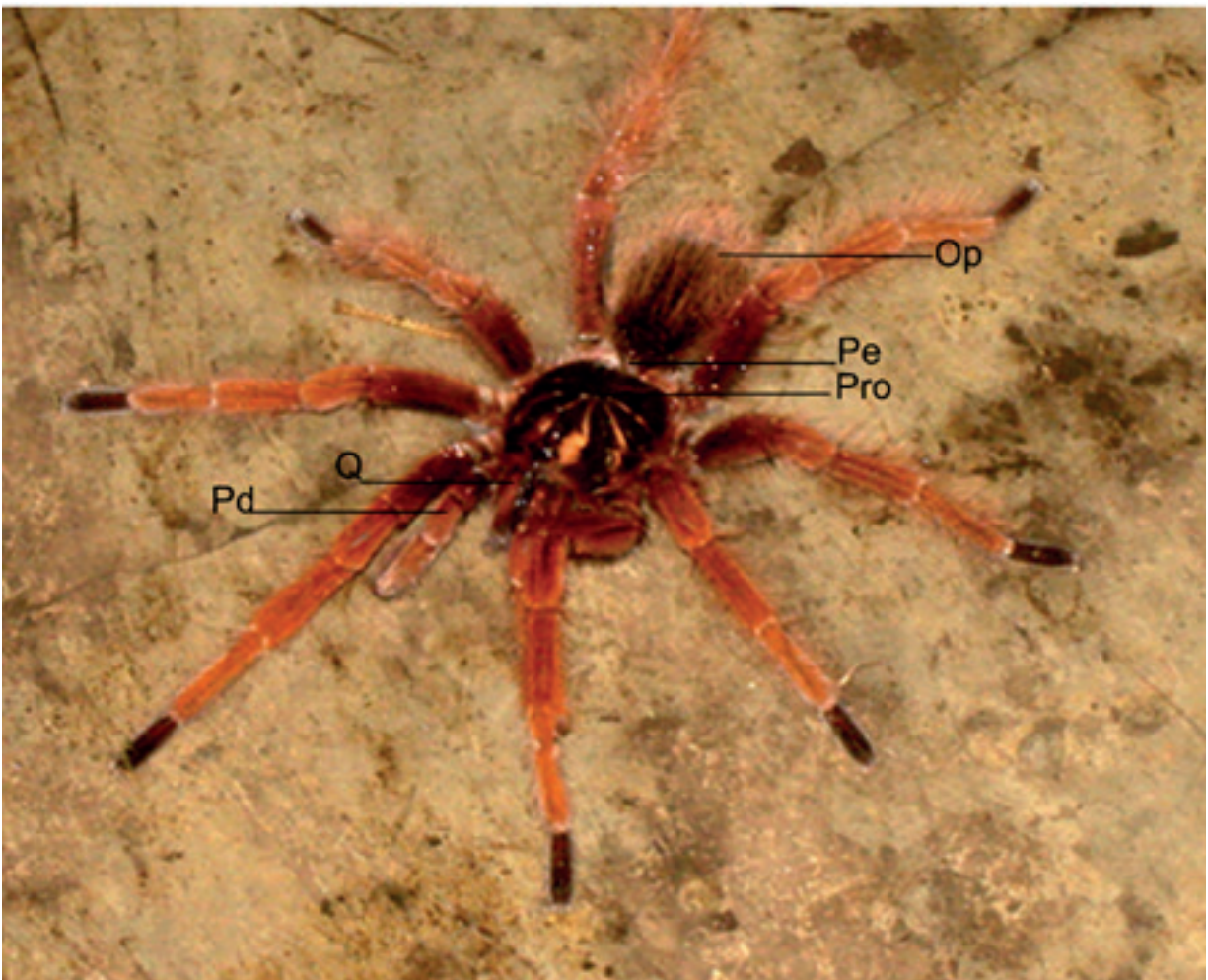
La mayoría de las arañas tienen una visión pobre, pero están recubiertas por pelos sensoriales y son muy sensibles al tacto y a la vibración.

### **Morfología externa e interna de Araneae**

El exoesqueleto quitinoso es duro, fino y algo flexible. Por todas las partes del cuerpo se proyecta pelos sensoriales. Los tagmas de las arañas incluyen el **prosoma** (cefalotórax) anterior y el **opistosoma** (abdomen) posterior, unidos ambos por una delgada cintura o **pedicelo**. La morfología externa se presenta en la Tabla 6.2 y figuras 6.20-6.23. La morfología interna en la Tabla 6.3 y figura 6.24. Las características de la seda en la tabla 6.4 y un análisis comparativo de los cinco órdenes más diversos de la clase en la tabla 6.5.

**Figura 6.20**

*Tarántula, Teraphosidae, Pamphobeteus sp. Pd: pedipalpo, Pe: pedicelo, Pro: prosoma u cefalotórax, Q: quelícero, Op: opistosoma. Fotografía tomada en la Reserva Río Ñambí, Nariño, Colombia.*



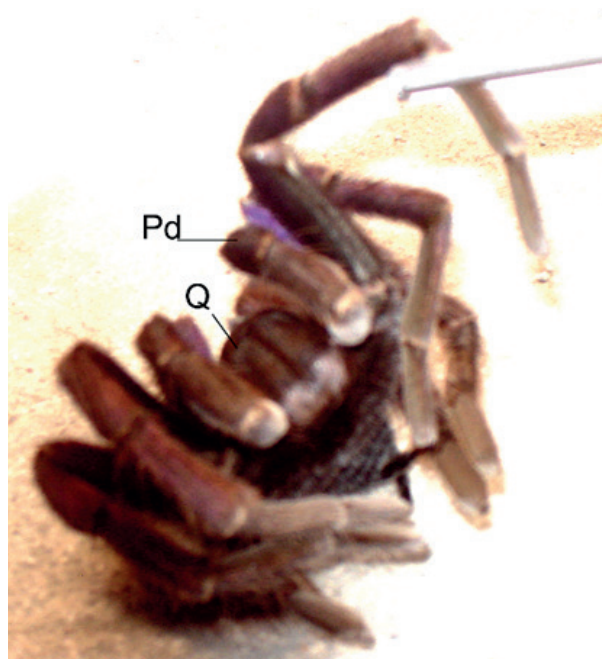
**Tabla 6.2**

*Araneae. Morfología externa: tagma, ubicación y apéndices asociados.*

<b>Región corporal (Tagma)</b>	<b>Posición</b>	<b>Apéndices asociados o estructuras importantes</b>
<i>Prosoma</i>	<i>Antero-superior (Fig. 6.22)</i>	<i>Un par de quelíceros, un par de pedipalpos, cuatro pares de patas caminadoras</i>
	<i>Asociadas a los quelíceros (Figs. 6.21 y 6.22)</i>	<i>Glándulas de veneno</i>
	<i>La parte basal de los pedipalpos (enditos)</i>	<i>Se utilizan para triturar alimento</i>
	<i>Asociadas a los pedipalpos del macho (Fig. 6-21)</i>	<i>Tarso del pedipalpo sirve como órgano copulador para transferir el esperma a la hembra</i>
	<i>Cuatro pares de patas caminadoras (Figs. 6.21 y 6.22)</i>	<i>Cada pata está formada por siete segmentos: coxa, trocánter, fémur, patela, tibia, metatarso, tarso. El tarso tiene uñas</i>
<i>Opistosoma</i>	<i>Extremo posterior</i>	<i>Espineretas o hileras: 1-3 pares, abertura de las glándulas de seda o <b>sericígenas</b></i>
	<i>Ventral anterior del abdomen</i>	<i><b>Surco epigástrico (Se):</b> aberturas reproductoras y a los lados espiráculos de pulmones. El Se en algunas hembras, está cubierto por un opérculo genital el <b>epigino</b></i>

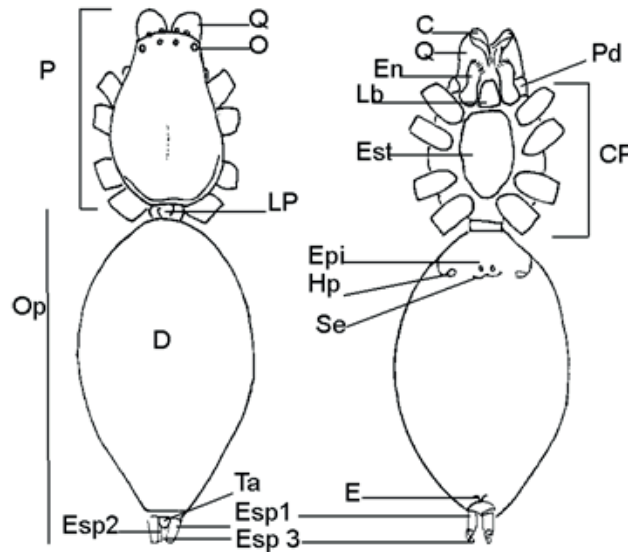
**Figura 6.21**

*Tarántula macho (Terafósidos). Q: quelícero, Pd: pedipalpo. Fotografía tomada en el norte del departamento de Nariño, Colombia.*



**Figura 6.22**

Esquema de una araña, a la izquierda vista dorsal, a la derecha vista ventral. C: colmillo o uña, CP: coxas de las patas, D: dorsal, E: espiráculo, En: endito, Epi: epigino, Esp1: espineretas anteriores, Esp2: espineretas medias, Esp3: espineretas posteriores, Est: esternón, Hp: hendidura pulmonar, Lb: labio, O: ocelo, Op: opistosoma, LP: loro del pedicelo, P: prosoma u cefalotórax, Pd: pedipalpo, Q: quelícero, Se: surco epigástrico, Ta: tubérculo anal.



**Nota.** Redibujado de Barnes (1989).

**Figura 6.23**

Ocelos de la araña, vista frontal.





**Tabla 6.3**

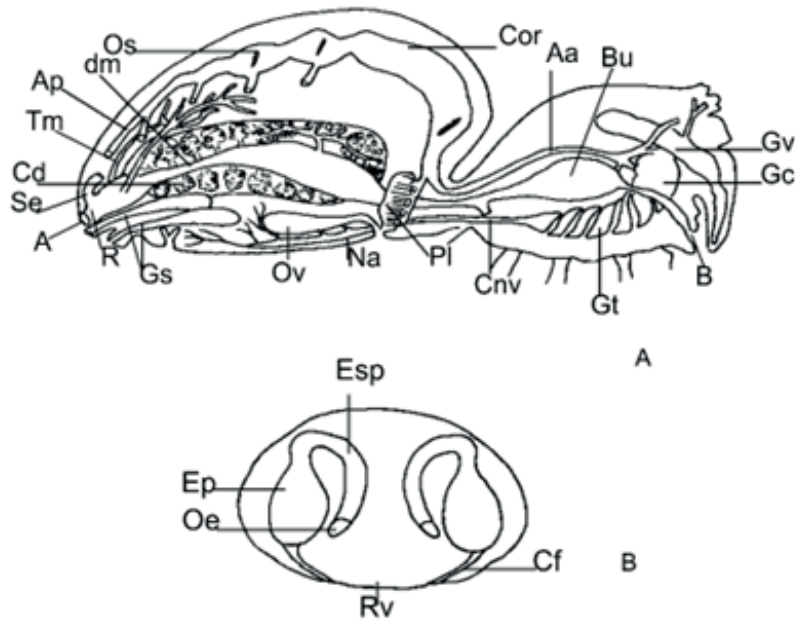
Araneae. Morfología interna: sistemas, ubicación y función.

<b>Sistemas</b>	<b>Posición</b>	<b>Función</b>
<i>Sistema respiratorio: un par pulmones en libro, un par de tráqueas (algunas presentan uno de los dos) (Fig. 6.24)</i>	<i>Pulmones: ventral parte anterior del opistosoma</i>	<i>Pulmones en libro: láminas largas y finas espaciadas entre sí, intercambio de gases</i>
<i>Sistema circulatorio abierto: corazón y arterias, anterior y posterior (Fig. 6.24)</i>	<i>Corazón dorsal opistosoma</i>	<i>Pigmento hemocianina (síntesis en cianocitos), transporte de oxígeno</i>
<i>Cazan presas con ayuda de quelíceros, trituradas por gnatobases de pedipalpos</i>		
<i>Sistema digestivo, adoptado para ingerir <b>alimentos líquidos</b> y digestión extracelular y succión: boca, faringe, esófago, estómago, intestino medio (DI: divertículos intestinales), intestino, <b>cámara cloacal</b>, ano (Fig. 6.24)</i>	<i>Estómago: prosoma. Intestino medio y posterior: opistosoma</i>	<i>Estómago: bomba suctora, intestino medio (DI, equivalen a hepatopáncreas): excreta secreción extracelular y biosíntesis de lípidos</i>
<i>Sistema excretor: tubos de malpighi</i>	<i>Opistosoma, conducen a la cámara cloacal del sistema digestivo</i>	<i>Eliminación orina: cristales de guanina</i>
<i>Sistema reproductor: dioicos, fecundación interna, ovíparos</i>	<i>Hembras: un par de ovarios grandes, ventral en el opistosoma, pliegue epigástrico (epigino): salen los huevos. Machos: un par de testículos, espermiductos desembocan en el gonoporo (surco epigástrico)</i>	<i>Hembra: algunas presentan epigino: sitio de recepción de esperma y salida de huevos. Macho: órgano copulatorio: extremos de los pedipalpos</i>
<i>Oviposición y fecundación</i>	<i>La fecundación es simultánea con la oviposición, la hembra oviposita los huevos y los cubre con los espermatozoides y luego con seda</i>	<i>Oviposición</i>
<i>Sistema nervioso: cerebro, cordón nervioso ventral</i>	<i>Cerebro circuncefálico en el prosoma</i>	<i>Inervar cuerpo</i>

<b>Sistemas</b>	<b>Posición</b>	<b>Función</b>
<i>Órganos de los sentidos</i>	<i>Ocelos simples (0-8): prosoma (Fig. 6.23)</i>	<i>Intensidad de luz (diurno, nocturno)</i>
	<i>Pelos (setas) sensoriales</i>	<i>Mecanorreceptores</i>
	<i>Tricobotrios: pelos de los apéndices</i>	<i>Sensoriales</i>
	<i>Sensila en hendidura o grupos de hendiduras (órganos liriformes)</i>	<i>Mecanorreceptores</i>
	<i>Órgano olfativo, cerca de la boca</i>	<i>Sensorial</i>
	<i>Órganos tarsales, cara dorsal de cada tarso</i>	<i>Quimiorreceptores</i>
	<i>Órgano gustativo, a cada lado de la porción ventral de la faringe</i>	<i>Sensorial</i>

**Figura 6.24**

Esquema de una araña. A. Morfología interna. B. Estructuras del epigino. A: ano, Aa: arteria anterior, Ap: arteria posterior, B: boca, Bu: buche, Cd: ciego digestivo, Cf: conducto de fecundación, Cnv: cordón nervioso ventral, Cor: corazón, dm: digestivo medio, Ep: espermateca, Esp: espermiducto, Gc: ganglio cerebroideo, Gt: ganglios torácicos, Gs: glándula de seda, Gv: glándula de veneno, Na: nervio abdominal, Oe: orificio del epigino, Os: ostiolo, Ov: ovario, Pl: pulmón en libro, R: recto, Rv: región vaginal (donde ocurre la fecundación), Se: saco estercolar, Tm: túbulos de malpigio.



**Nota.** B, redibujado de Barnes (1989).

## **Glándulas sericígenas**

Las arañas con sus glándulas sericígenas sintetizan la seda que sale através de las espineretas, sus características se resumen en la tabla 6.4.



**Tabla 6.4**

*Características de la seda de arañas.*

<b>Características</b>	<b>Descripción</b>
<i>Ubicación espineretas</i>	<i>Mitad posterior del abdomen</i>
<i>Características de las espineretas</i>	<i>Movilidad independiente una de otra</i>
<i>Utilidad de la seda</i>	<i>Ovisacos, movilización en el aire, construcción de telarañas, tapizar madrigueras, empacar presas, transferir esperma al palpo en los machos, marcar feromonas</i>
<i>Composición de la seda</i>	<i>Nanofibrillas de láminas beta incrustadas en una matriz proteica rica en glicina</i>
<i>Función patas posteriores</i>	<i>La seda sale en forma líquida y por estiramiento de las patas modifica su configuración molecular</i>
<i>Propiedades de la seda</i>	<i>Resistencia, flexibilidad, elasticidad, biodegradabilidad, antibacterial</i>

**Nota.** Basada en: Liu *et al.* (2019), Malik & Barhanpurkar (2018), y Vargas-Charry y Vargas-Hernández (2018).

## **Clasificación del orden Araneae**

### **Infraorden Mygalomorphae**

Las migalomorfos incluyen a las arañas más grandes. Quelíceros ortognatos, abriéndose en sentido paralelo a la longitud del cuerpo. Todas tienen cuatro pulmones (Levi y Levi, 1998). Algunas familias son:

Theraphosidae: migalomorfos peludas, es el grupo de las conocidas tarántulas (Figs. 6.20 y 6.21).

Ctenizidae: arañas de tapadera.

Dipluridae: migalomorfos de telaraña en forma de embudo.

Atypidae: arañas de bolsillo.

### **Infraorden Araneomorphae (arañas típicas)**

Es el grupo más diverso, sus quelíceros están fijos al cefalotórax por abajo y se abren hacia los lados, algunas veces en sentido oblicuo. Con pocas excepciones, todas presentan dos pulmones (Levi y Levi, 1998).

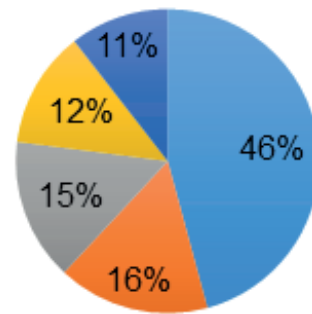
Theridiidae: arañas tejedoras de telas irregulares o arañas de patas con peines. Incluye el género *Latrodectus* conocidas como viuda negra y en Colombia se presentan las especies: *L. curacaviensis* y *L. geometricus*, con neurotoxinas como la  $\alpha$ -latrotoxina (Rueda y Uribe, 2012).

Araneidae, **tejedoras de telas circulares**. Se encuentran en todo el mundo. Se destacan los géneros: *Araneus*, más diverso y cosmopolita y *Argiope*, especies que se establecen en regiones templadas y tropicales.

Perafán *et al.*, (2013) presentaron un listado de familias de los órdenes de arácnidos de Colombia, y dentro de las familias de arañas tejedoras destacaron: Araneidae, Dipluridae, Nephilidae, Tetragnathidae y Theridiidae, dentro de las no tejedoras: Ctenidae, Anyphaenidae, Oxyopidae, Lycosidae, Oecobidae, Salticidae, Sicariidae y Theraphosidae. Por otra parte, Lopera-Londoño *et al.* (2020) presentaron las arañas de Colombia con énfasis en los venenos y su uso terapéutico, también incluyeron una diagnosis de las familias con mayor frecuencia de consulta, Theraphosidae, Lycosidae, Salticidae, Sparassidae, además tres familias, caracterizadas por su veneno potente, Ctenidae, Sicariidae y Theridiidae.

La composición de arañas es característica por ecosistema y depende entre otros del microhábitat y de factores ambientales, dos ejemplos en los Andes son, las arañas de las familias tejedoras encontradas en el bosque andino Suasie (3131 m snm) del Parque Nacional Natural Chingaza en Cundinamarca: Araneidae, Linyphiidae, Pholcidae, Tetragnathidae y Theridiidae, las dos últimas fueron las más abundantes. Theridiidae, por su parte presentó mayor riqueza y pertenece al gremio de las arañas tejedoras irregulares (Cepeda y Florez, 2007). Mientras que en el bosque semideciduo Chiquitano Central en Santa Cruz Bolivia, con altitud superior a 500 m snm, las familias de arañas tejedoras encontradas fueron: Araneidae, Tetragnathidae, Uloboridae, Dictynidae, Pholcidae y Agelenidae, las dos primeras fueron las más abundantes y la de mayor diversidad fue Araneidae (Soliz-Revollo, 2014).

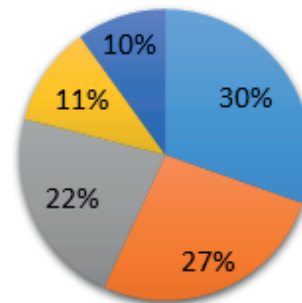
### Arañas de Colombia



■ Araneidae ■ Salticidae ■ Oonopidae  
■ Linyphiidae ■ Theridiidae

Porcentaje de las familias con mayor riqueza de especies, basado en Galvis-Jiménez (2019). 1140 especies de arañas y 57 familias fueron consideradas en este trabajo.

### Arañas del Chocó Biogeográfico de Colombia



■ Theridiidae ■ Araneidae ■ Salticidae  
■ Tetragnathidae ■ Ctenidae

Porcentaje de las familias con mayor riqueza de especies, basado en Galvis-Jiménez *et al.* (2019). En los departamentos de Chocó, Valle del Cauca y Nariño, fueron ubicados los sitios de muestreo.

## ***Resumen estratégico de arácnidos***

---

### **Competencia:**

- Distingue los apéndices característicos de cada una de los órdenes más representativos de la clase Arachnida

En la tabla 6.5 se consideran en un análisis comparativo con las estructuras o sistemas característicos de los Araneae, Opiliones, Scorpiones, Pseudoscorpiones, Acari y se ilustran cada uno de ellos. También se caracterizan por separado los órdenes Amblypygi y Thelyphonida con sus respectivas ilustraciones.

### **Tabla 6.5**

*Análisis comparativo de las estructuras o sistemas según el orden de la clase Arachnida.*

<b>Estructura o sistema</b>	<b>Arañas (Figs. 6.20-6.24)</b>	<b>Opiliones (Fig. 6.25)</b>
<i>Queliceros</i>	<i>Terminados en uñas. Desemboca la glándula de veneno</i>	<i>Terminan en pinzas (quela)</i>
<i>Pedipalpos</i>	<i>Transportan espermatozoide</i>	<i>Terminan en pinzas: caza</i>
<i>Unión prosoma y opistosoma</i>	<i>Pedicelo</i>	<i>Fusionados</i>
<i>Respiración</i>	<i>Pulmones en libro y tráqueas</i>	<i>Tráqueas</i>
<i>Transporte espermatozoides</i>	<i>Pedipalpos</i>	<i>Ovipositor y pene</i>
<i>Características exclusivas</i>	<i>Espineretas</i>	<i>Glándulas de olor: quioninas y fenoles, en la parte anterolateral del prosoma</i>

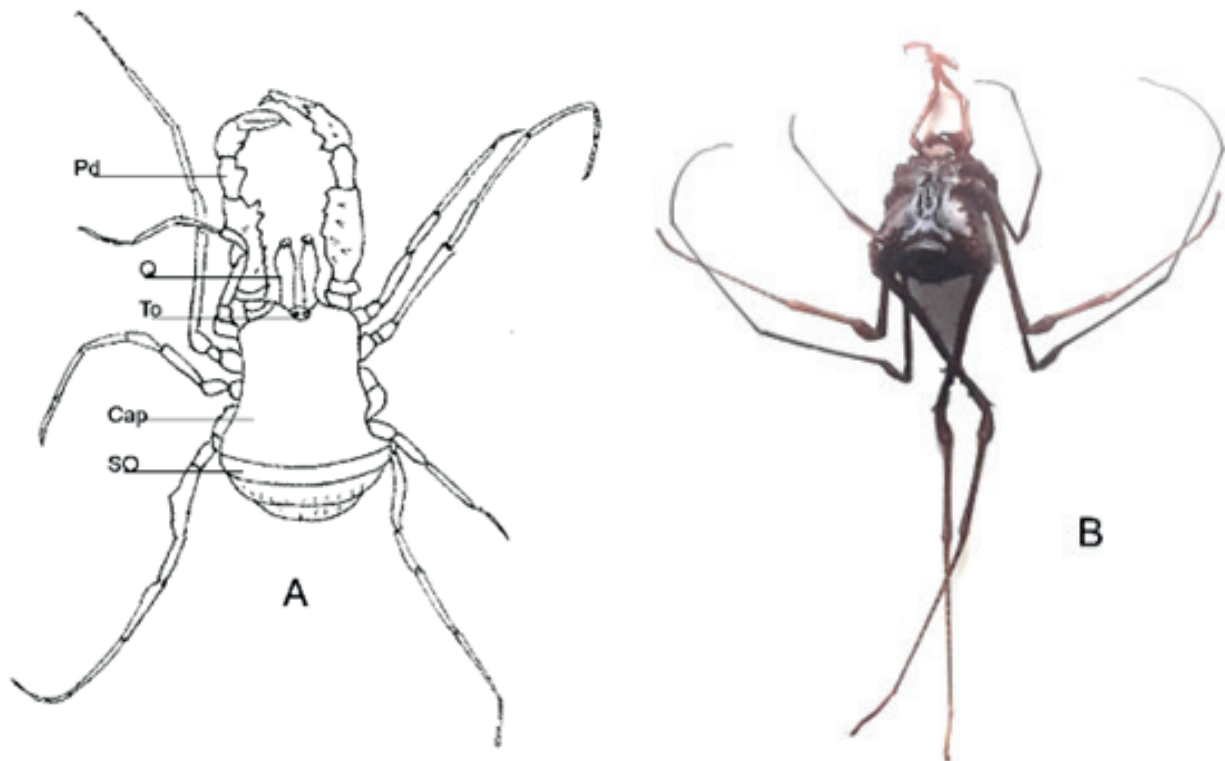
**Tabla 6.5. (continuación)**

<i>Estructura o sistema</i>	<i>Escorpiones (Fig. 6.26)</i>	<i>Pseudoescorpiones (Fig. 6.27)</i>	<i>Ácaros (Fig. 6.28)</i>
<i>Quelicerados</i>	<i>Desgarran en trozos pequeños</i>	<i>Glándulas de seda, forman nidos</i>	<i>Quelíceros + pedipalpos, unidos para formar un tubo</i>
<i>Pedipalpos</i>	<i>Pinza prensil. Cortejo</i>	<i>Glándula de veneno: captura presas y defensa. Tricobotrios: sensorial</i>	
<i>Unión prosoma y opistosoma</i>	<i>Sin pedicelo</i>	<i>Fusionados</i>	<i>Fusionados</i>
<i>Respiración</i>	<i>Pulmones en libro</i>	<i>Tráqueas</i>	<i>Tráqueas</i>
<i>Transporte espermatozoides</i>	<i>Espermatóforo</i>	<i>Espermatóforo</i>	<i>Algunos: ovipositor y pene</i>
<i>Características exclusivas</i>	<i>Peines en el vientre del 2do segmento opistosoma (sensorial). Base del telson: glándula de veneno. Vivíparos</i>	<i>Cámaras de seda para refugio y cría</i>	<i>Ectoparásitos</i>



**Figura 6.25**

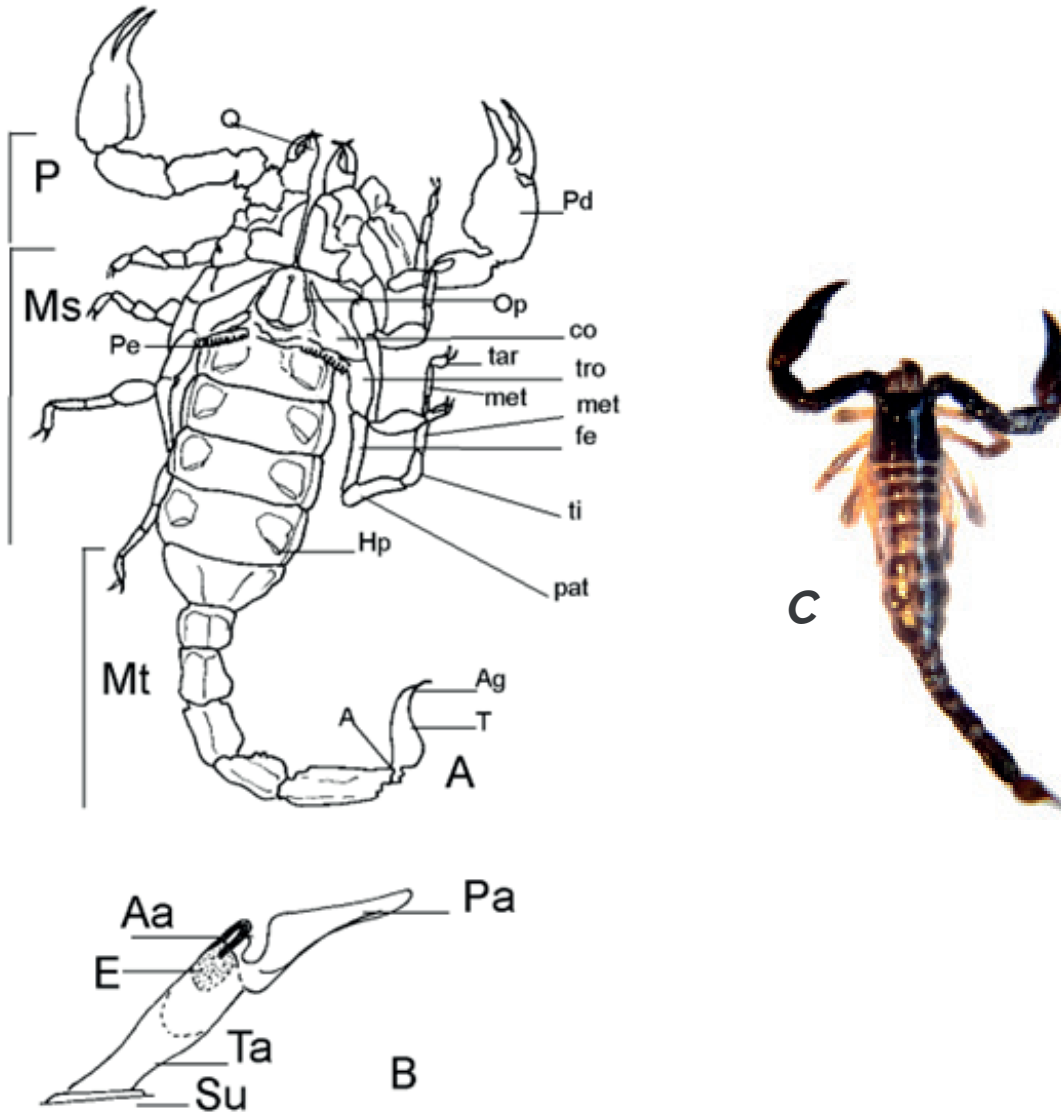
*Opilión*, vista dorsal. A. Esquema. B. Vista ventral. Fotografía tomada de ejemplar del Diviso (Nariño, Colombia). Cap: caparazón, Pd: pedipalpo, Q: quelícero, SO: segmentos opistomáticos, To: tubérculo ocular.



**Nota.** A, redibujado de Marshall y Williams (1980).

**Figura 6.26**

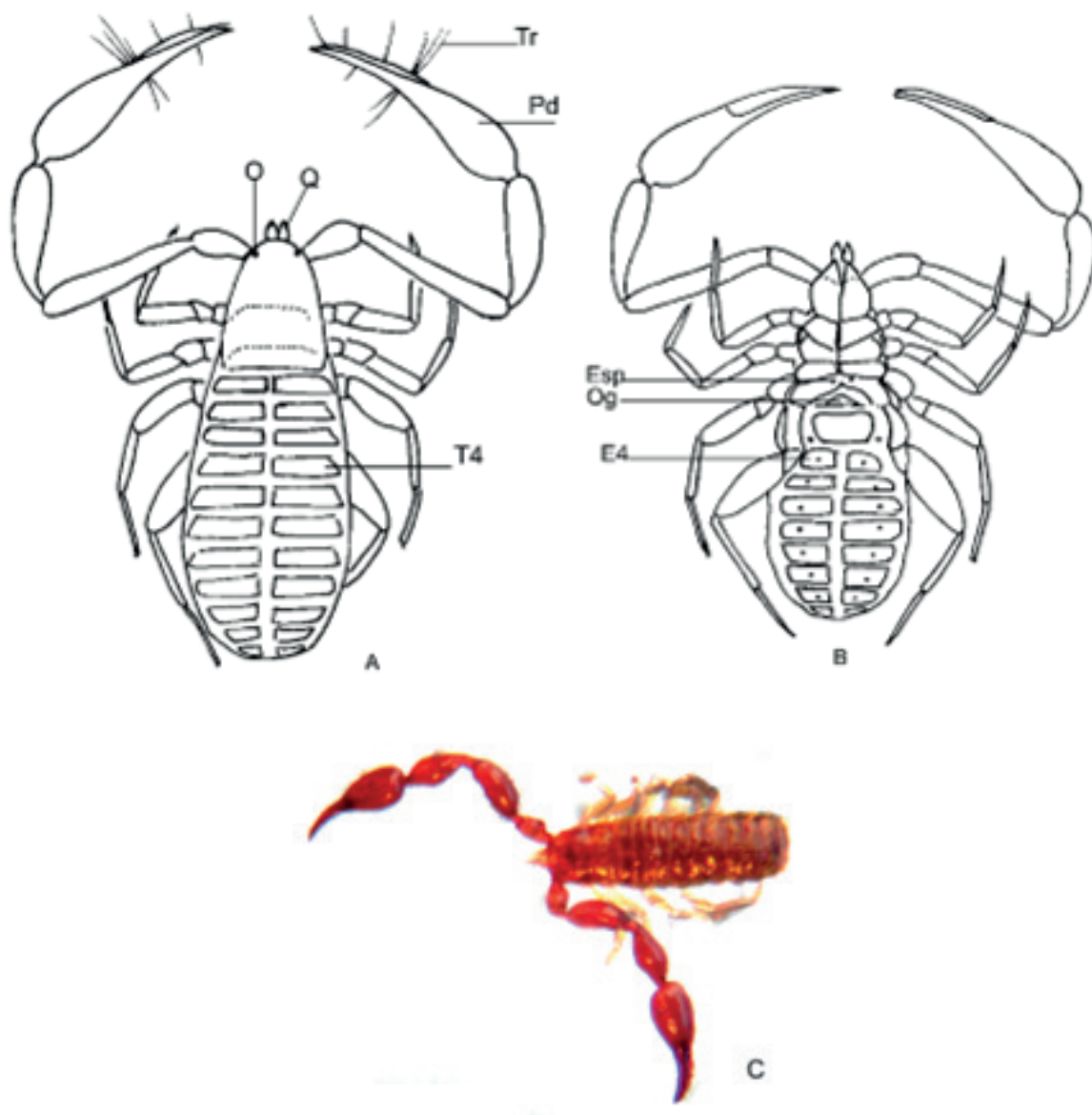
Esquema de un escorpión, **A.** vista ventral, **B.** espermatóforo. **C.** vista dorsal, fotografía tomada de ejemplar de Mocoa (Putumayo, Colombia). A: ano, Aa: aparato de apertura, Ag: aguijón o uña, co: coxa, E: esperma, fe: fémur, Hp: hendiduras pulmonares, met: metatarso, Ms: mesosoma, Mt: metasoma, Op: opérculo (primer segmento del opistosoma), P: prosoma, Pa: palanca de apertura, pa: patela, Pd: pedipalpo, Pe: peine (segundo segmento del opistosoma), P1: primer par de patas (anteniforme), Q: quelícero, T: telson, Ta: tallo, tar: tarso, ti: tibia, tro: trocánter, Su: suelo.



**Nota.** A, redibujado de Marshall y Williams (1980), B, redibujado de Brusca y Brusca (2005).

**Figura 6.27**

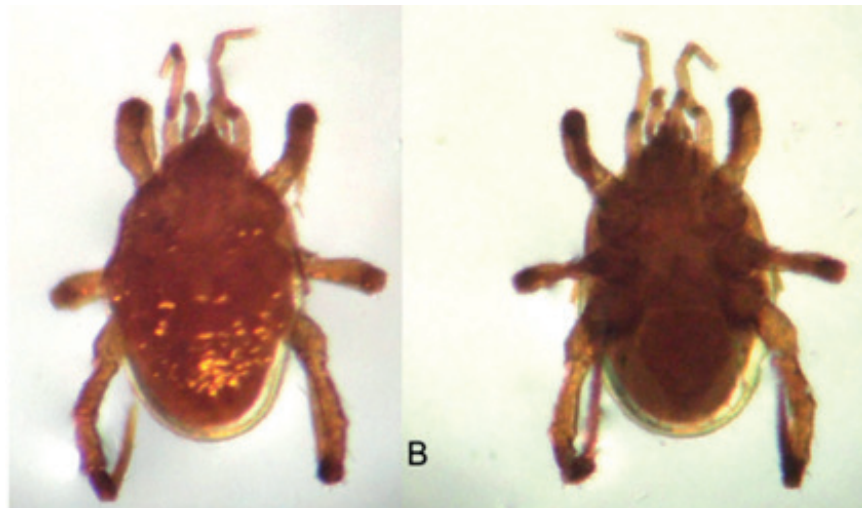
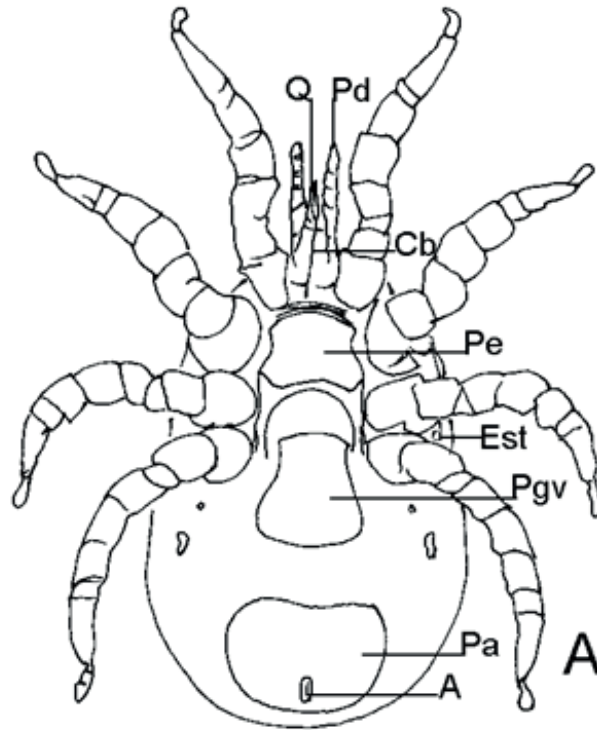
Esquema de un pseudoescorpión, **A.** vista dorsal, **B.** vista ventral, **C.** vista dorsal, fotografía, recolectado en el municipio de Tumaco, Nariño. Esp: espiráculo, E4: esternito abdominal 4, O: ocelo, Og: opérculo genital, Pd: pedipalpo, Q: quelícero, Tr: tricobotrio, T4: terguito abdominal.



**Nota.** A y B, redibujado de Barnes (1989).

**Figura 6.28.**

**A** Esquema de un ácaro, vista ventral. **B.** ácaro, vista dorsal y ventral, recolectado en el municipio de Tumaco, Nariño. A: ano, Cb: cono bucal, Est: estigma, Pa: placa anal, Pd: pedipalpo, Q: quelícero, Pe: placa esternal, Pgv: placa genito ventral.



**Nota.** A, redibujado de Marshall y Williams (1980).

### **Importancia médica ácaros y garrapatas**

Escabiosis, infección de la piel producida por el ácaro *Sarcoptes scabiei* variedad *hominis*, produce una erupción pruriginosa principalmente asociada con la región pélvica cerca a los órganos genitales. Se trasmite por contacto directo con la ropa, donde el parásito permanece durante 2-5 días. Los ácaros se introducen en la piel y causan la enfermedad. La hembra del ácaro es la que produce la sintomatología clínica, tiene un tamaño de 0,4 x 0,3 mm, hace madrigueras secretando enzimas proteolíticas causando daño a los queratinocitos. Los gatos y perros también pueden tener sarna, pero la variedad de ácaro es diferente (Peralta-Pedrero, 2012).

Las garrapatas son ectoparásitos, especies detectadas en algunos animales domésticos, canidos y bovinos del Caribe colombiano son, *Amblyomma dissimile*, *A. cajennense*, *Babesia canis vogeli*, *B. bigemina*, *Dermacentor nitens*, *Rhipicephalus sanguineus* y *R. microplus* (Oviedo-Márquez, et al., 2019).

### **Orden Amblypygi**

Escorpiones de látigo sin cola o arañas de látigo (Fig. 6.29). Tamaño: Largo del cuer-

po: 4-11 cm. Hábitat. Se esconden bajo la corteza de árboles o bajo las piedras, cuando las piedras se voltean, las arañas se escabullen hacia el lado opuesto.

**Distribución.** El orden cuenta con 5 familias, 18 géneros y más de 200 especies, con distribución Pantropical (Gutiérrez-Estrada y Moreno-González, 2019).

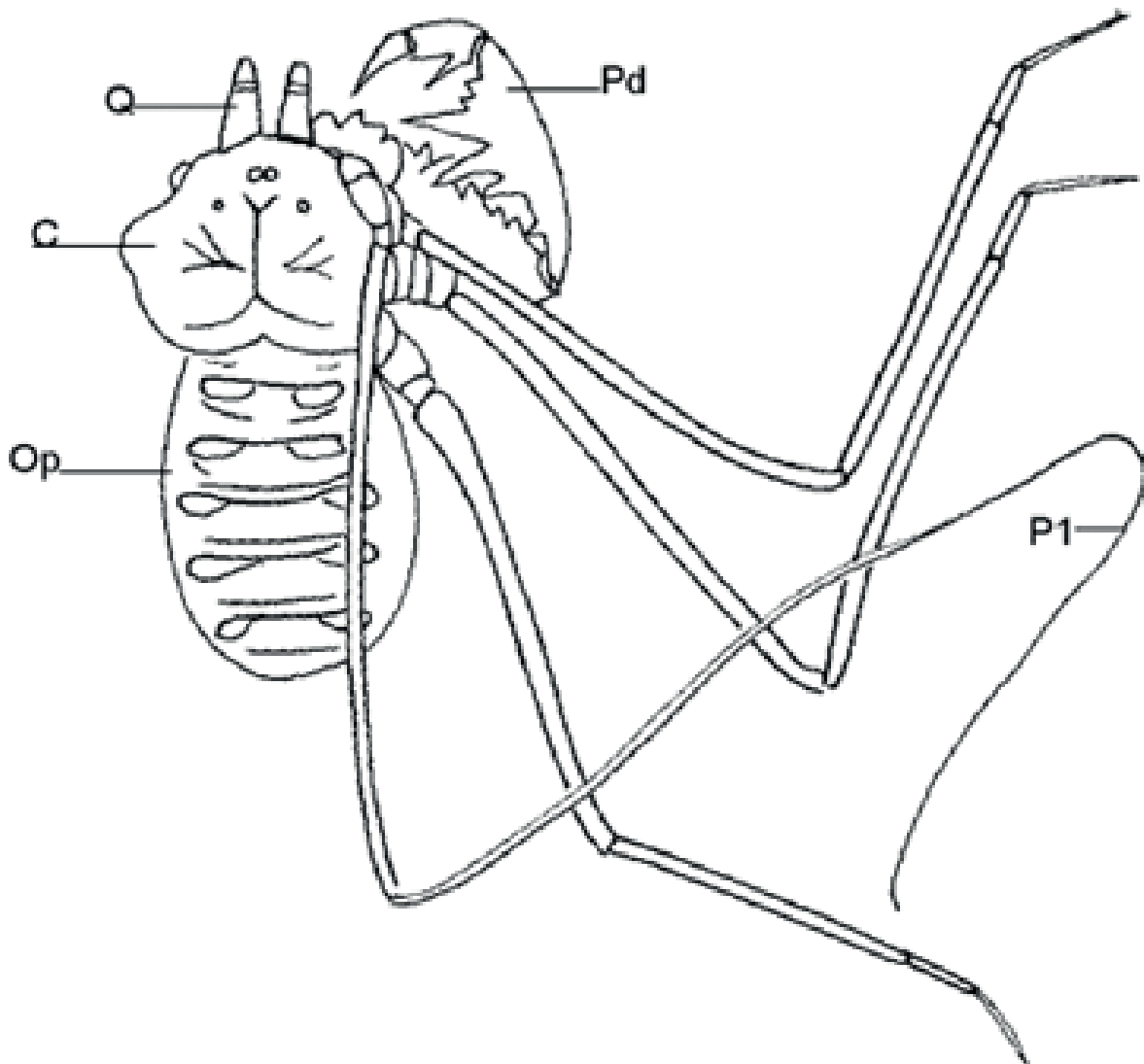
A la familia Charinidae pertenece el género *Charinus*, el cual cuenta con la mayor diversidad en el Neotropico y Colombia presenta cuatro especies (Gutiérrez-Estrada y Moreno-González, 2019).

En Colombia se encuentran en la zona de vida bmh-T y pueden meterse a las casas y salir en la noche, principalmente si están abandonadas (observación personal).

Arácnidos de talla mediana, de cuerpo aplanado dorsoventral. Dentro de las características distintivas tenemos: quelíceros formados por dos segmentos que forman pinza, pedipalpos muy **robustos**, el primer par de patas es **anteniforme**, está especializado como un órgano sensorial. Constituyen un grupo tropical con especies de hábitos cavernícolas o lucífugas y nocturnas.

**Figura 6.29**

Esquema de un amblopígido, vista dorsal. C: caparazón del prosoma, Op: opistosoma, Pd: pedipalpo, P1: primer par de patas (anteniforme), Q: quelícero.



**Nota.** Redibujado de Barnes (1989).

### **Orden Thelyphonida**

Escorpiones de látigo, vinagrillos (Fig. 6.30). Largo del cuerpo 8 cm o menos.

**Distribución geográfica.** Abundan en América Central y América del sur, Asia y las Antillas.

En Colombia se encuentran en la zona de vida bmh-T y pueden meterse a las casas y salir en la noche, principalmente si están abandonadas (observación personal).

**Hábitos.** Todos son nocturnos, tienen visión deficiente y son sensibles a las vibraciones.

Los pedipalpos son muy **robustos**, el primer par de patas son **anteniformes**. Opistosoma: formado por doce segmentos. El primero da origen al **pedicelo**. Los tres últimos están reducidos, adoptando la forma de pequeños anillos. En el último se abre el ano y los orificios de las

**glándulas repulsoras**, articulándose en él un largo y delgado filamento multiarticulado, que es semejante en machos y hembras.

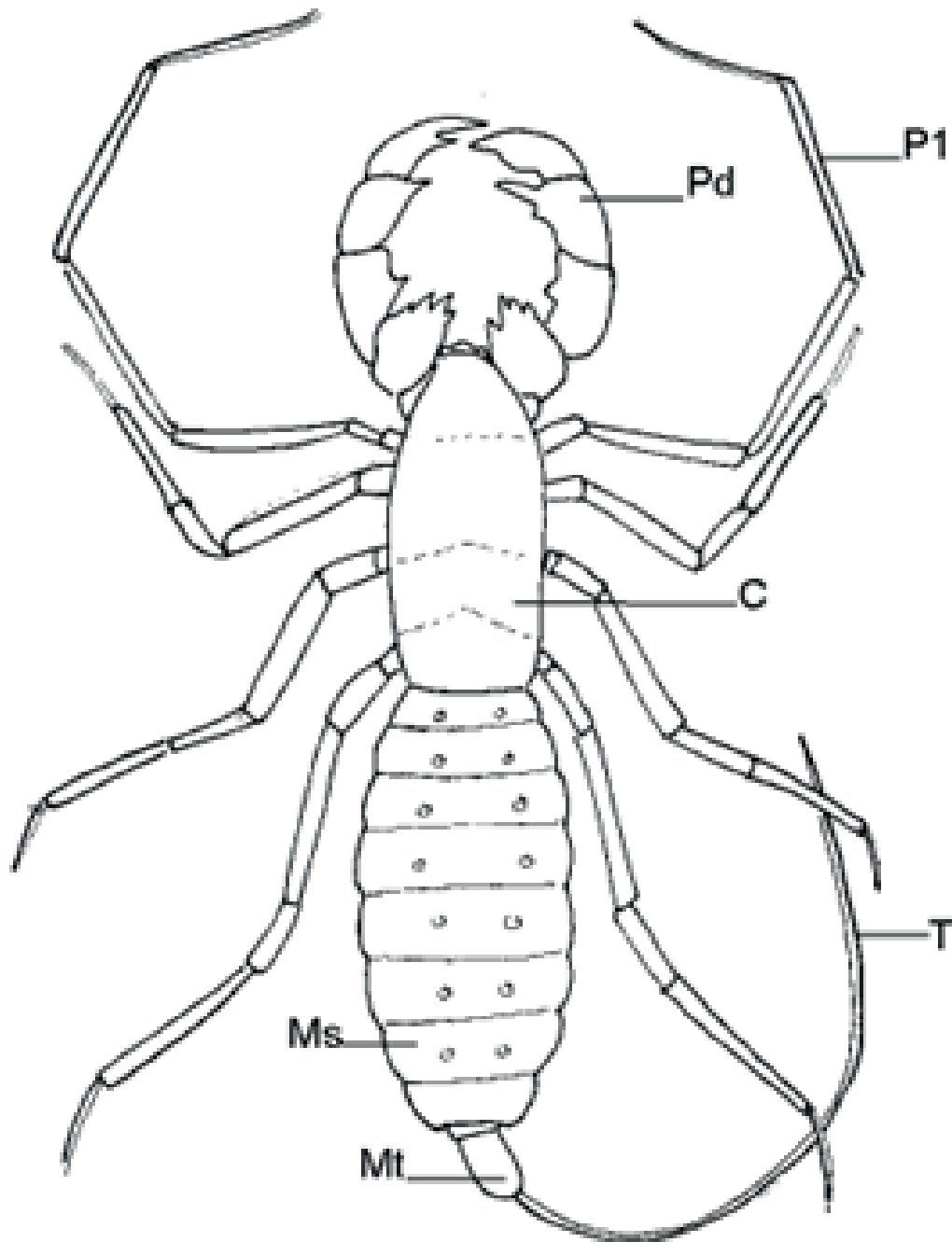
**Biología.** La secreción de las glándulas anales de *Mastigoproctus* tiene 84% de ácido acético y 5% de ácido caprílico, éste último permite que el ácido acético penetre en el integumento de los artrópodos presa. Este líquido quema la piel humana y su fuerte olor a vinagre le ha merecido a los uropigidos el nombre común de vinagrillos.

Para alimentarse éstos animales sujetan a su presa y la destrozan con los pedipalpos, pasándola después a los quelíceros.

Comprende únicamente una familia Thelyphonidae Latreille, 1804, donde se incluyen 18 géneros y 108 especies (Francke, 2014).

**Figura 6.30**

*Esquema de un telefonido (vinagrillo, escorpión látigo), vista dorsal. C: caparazón del prosoma, Ms: mesosoma, Mt: metasoma, Pd: pedipalpo, P1: primer par de patas (anteni-forme), T: telson.*



**Nota.** Redibujado de Barnes (1989).



## Sabías que

La rigidez de la seda producida por las arañas limita el diseño de las telarañas y su funcionalidad (Voltrath, 1992).

Los hilos de la araña sufren “supercontracción” ante los cambios de humedad, se contraen y enroscan simultáneamente, trayendo como consecuencia una fuerte fuerza de torsión, esta característica orienta nuevas investigaciones (Liu et al., 2019).

*Latrodectus mactans* (viuda negra), *Loxosceles* spp. (araña violinista), *Cheiracanthium inclusum* (araña de saco amarillo) y *Hogna* sp., presentan veneno que puede tener efecto febril y en el tejido que rodea el piquete, necrosis local (Zúñiga-Carrasco y Caro-Lozano, 2018).

La composición del veneno de los alacranes es: aminoácidos de acción neurotóxica, serotonina, enzimas proteolíticas, proteínas de bajo peso molecular, y polipéptidos (Tay-Zavala et al., 2004).

El ácaro del tomate, *Aculops lycopersici*, tiene un genoma pequeñísimo dentro de los artrópodos, con solo 32,5 Mb, caracterizado por un bajo número de secuencias repetidas y de intrones; y respecto a su interacción con la planta, con mínimo repertorio genético para quimiorreceptores y enzimas detoxificantes (Greenhalgh et al., 2020).

Un escorpión marino fósil, *Brontoscorpilus anglicus*, hallado en sedimentos del Silúrico Superior en Inglaterra, tiene un largo superior a los 90 cm (Francke, 2014).

La orientación de las telarañas está relacionada con la gravedad y la luz (Zschokke et al., 2021).

*Parasteatoda tepidariorum* araña común en casas, muestra duplicación del genoma, característico de los Araneae y Escorpiones (Leite et al., 2018; Oda y Akiyama-Oda, 2020).

La producción del lisado de amebocitos de *Limulus* y sus factores de coagulación asociados, se relacionan con su dieta (Tinker-Kulberg et al., 2020).

El ácaro del suelo, *Oppia nitens*, al exponerlo al cadmio, experimenta cambios en su reproducción (Fajana, 2020).

## Lecturas recomendadas

- Listado de arañas de Colombia (Barriga y Moreno, 2013).
- Arachnida de la reserva natural Río Ñambí (Nariño, Colombia) (Flórez *et al.*, 2015).
- Arañas saltarinas de Colombia (Galvis, 2015).
- Arañas tejedoras en el bosque seco tropical del Caribe de Colombia (Quijano-Cuervo *et al.*, 2019).
- Escorpiones del departamento de Sucre (Colombia) (Gomez *et al.*, 2013).
- Veneno de escorpiones (Pérez-Delgado, 2019).
- Mordeduras de araña (Zúñiga-Carrasco y Caro-Lozano, 2018).
- Los escorpiones muestran preferencia por temperaturas altas 30°C, lo cual se correlaciona con la recuperación de tasas metabólicas nocturnas elevadas (Raviv & Gefen, 2021).
- Cangrejo herradura del suroeste asiático *Tachypleus tridentatus* (Liao *et al.*, 2019).
- *Tetranychus urticae* ácaro herbívoro, como modelo de experimentación genética, técnica bloqueo de genes (Dermauw *et al.*, 2020).

## Ejercicio

1. Consulte y realiza un esquema de un trilobite, conteste luego ¿En qué época vivieron?
2. En la figura de la araña ubica los tagmas, y los apéndices característicos de los quelicerados. ¿Cuál es la importancia de los quelíceros en los machos?



3. ¿Cómo es la alimentación de los arácnidos? ¿Cómo hacen para triturar y despedazar las presas y qué adaptaciones tienen en el sistema digestivo? (responder con base en las arañas, Araneae).
4. Establezca una comparación entre los grupos Xiphosura (Cangrejo cacerola) y arañas (Araneae), anota similitudes y diferencias tomando en cuenta el tamaño, hábitat, morfología interna y externa y hábitos.
5. ¿Cómo podemos diferenciar una araña y un opilión?
6. ¿Cuáles son las diferencias más importantes entre una araña y un escorpión, principalmente relacionado con apéndices para alimentación, morfología externa y reproducción?

7. ¿Cuáles son las modificaciones que presenta un ácaro, si lo comparas con una araña (Araneae), por qué?
8. ¿Qué es la escabiosis y qué especie la causa en el humano?
9. En la fauna epigea de Socotá (Boyacá), González-Montaña *et al.*, (2017) registraron los siguientes datos de riqueza de Arachnida: Acari 26, Araneae 18, Opiliones 5, Pseudoscorpionida 2, Scorpiones 1.
  - a. Con base en los datos anteriores calcula los porcentajes por orden y elabora una gráfica.
  - b. ¿Cuáles órdenes de Arachnida presentan mayor riqueza de especies en esta localidad de los Andes?
  - c. ¿Se relacionan estos resultados con la riqueza de especies de Arachnida del mundo (Fig. 6.19)?

## Bibliografía

- Aldana, L. (2011). Bioquímica y fisiología de lipoproteínas en arácnidos. (Tesis Doctoral, Universidad Nacional de La Plata. Facultad de Ciencias Naturales y Museo).
- Battelle, B.A., Ryan, J.F., Kempler, K.E., Sarraf, S.R., Marten, C.E., Warren, W.C., Minx, P.J., Montague, M.J., Green, P.J., Schmidt, S.A., Fulton, L., Patel, N.H., Protas, M.E., Wilson, R.K. & Porter, M.L. (2016). Opsin repertoire and expression patterns in horseshoe crabs: evidence from the genome of *Limulus polyphemus* (Arthropoda: Chelicerata). *Genome Biology and Evolution*, 8(5), 1571-1589. <https://doi.org/10.1093/gbe/evw100>
- Barnes, R. (1989). Zoología de los invertebrados. Interamericana.
- Barriga, J.C. y Moreno, A.G. (2013). Listado de las arañas de Colombia (Arachnida: Araneae) 914 registros, vol. 14. Suplemento especial-Artículos de datos. <https://ipt.sibcolombia.net/iavh/resource.do?r=araneae-colombia> Publicado el 13/08/2013, GBIF key: <https://gbif.org/browse/agent?uuid=e45d425d-2404-40a5-b784-3634adc76d08>
- Cepeda, J. & Florez, E. (2007). Arañas tejedoras: uso de diferentes microhábitats en un bosque andino de Colombia. *Revista Ibérica de Aracnología*, 14(31), 39-48.
- De La Fuente, J.A. (1994). Zoología de artrópodos. Interamericana McGraw-Hill.
- Dermauw, W., Jonckheere, W., Riga, M., Livadaras, I., Vontas, J. & Van Leeuwen, T. (2020). Targeted mutagenesis using CRISPR-Cas9 in the chelicerate herbivore *Tetranychus urticae*. *Insect Biochemistry and Molecular Biology*, 120, 103347. <https://doi.org/10.1016/j.ibmb.2020.103347>
- Dunlop, J.A., Penney, D. & Jekel, D. (2020). A summary list of fossil spiders and their relatives. In *World Spider Catalog*. Natural History Museum Bern. <https://wsc.nmbe.ch>
- Fajana, H.O. (2020). Cadmium-induced toxicity to the mite, *Oppia nitens* C.L. Koch, 1836 (Acari: Oribatida): maternal transfer, bioenergetics, and the habitat quality on the mite's response to cadmium toxicity. (Thesis for Master of Science, University of Saskatchewan, Canada).
- Flórez, D., Romero-Ortiz, C. y López D.S. (Eds.) (2015). Los artrópodos de la reserva natural río Ñambí. Serie de Guías de Campo del Instituto de Ciencias Naturales N. 15. Bogotá D.C., Colombia. Instituto de Ciencias Naturales, Universidad Nacional de Colombia, 320p.
- Francke, O.F. (2014). Biodiversidad de Arthropoda (Chelicerata: Arachnida ex Acari) en México. *Revista Mexicana de Biodiversidad*, 85(1), 408-418. <https://doi.org/1110.7550/rmb.31914>
- Galvis, W. (2015). Especies nuevas y reportes de arañas saltarinas de Colombia (Araneae: Salticidae: Euophryinae). *Revista Ibérica de Aracnología*, 26, 35-41.
- Galvis-Jiménez, W. (2019). Arañas (Arachnida: Araneae) de Colombia: riqueza y distribución. Asociación Colombiana de Zoología. Reconciliarte con la biodiversidad, un acto de paz. Libro de resúmenes. V Congreso Colombiano de Zoología. Asociación Colombiana de Zoología. <https://www.congresocolombianodezoologia.org/>

[www.aczcolombia.org](http://www.aczcolombia.org)

Galvis-Jiménez, W., Martínez Torres, D., Cala-Riquelme, F. y Flórez-Daza, AE. (2019). Arañas (Arachnida: Araneae) del Chocó Biogeográfico de Colombia. Asociación Colombiana de Zoología. Reconciliarte con la biodiversidad, un acto de paz. Libro de resúmenes. V Congreso Colombiano de Zoología. Asociación Colombiana de Zoología. <https://www.congresocolombianodezoologia.org/www.aczcolombia.org>

Giribet, G. (2018). Current views on chelicerate phylogeny –A tribute to Peter Weygoldt. *Zoologischer Anzeiger*, 273, 7-13. <https://doi.org/10.1016/j.jcz.2018.01.004>

Gomez, A.D., Martinez, A.J., Mendoza, P.H., Alvarez, G.D. y Ruiz, P.S. (2013). Registro de escorpiones (Chelicerata: Scorpiones) para el departamento de Sucre, Colombia. *Revista Colombiana de Ciencia Animal*, 5(1), 150-153.

González-Montaña, L.A., Wilches-Álvarez, W. y Rocha-Caicedo, C. (2017). Diversidad alfa y beta de artrópodos epigeos (Arthropoda) en tres sectores sobre la Cordillera Oriental de Colombia. *Revista Colombiana de Entomología*, 43(2), 292-300. <https://doi.org/10.25100/socolen.v43i2.5962>

Greenhalgh, R., Dermauw, W., Glas, J.J., Rombauts, S., Wybouw, N., Thomas, J., Alba, J.M., Pritham, E.J., Legarra, S., Feyereisen, R., Van de Peer, Y., Van Leeuwen, T., Clark, R.M. & Kant, M.R. (2020). Genome streamlining in a minute herbivore that manipulates its host plant. *eLife*, 9, e56689. <https://doi.org/10.7554/eLife.e56689>

Gutiérrez-Estrada, M. y Moreno-González, JA. (2019). El género *Charinus* Si-

mon, 1892 (Charinidae: Amblypygi) en Colombia: notas sobre su distribución y descripción de dos nuevas especies troglobias. Asociación Colombiana de Zoología. Reconciliarte con la biodiversidad, un acto de paz. Libro de resúmenes. V Congreso Colombiano de Zoología. Asociación Colombiana de Zoología. <https://www.congresocolombianodezoologia.org/www.aczcolombia.org>

Hickman, F. y Hickman, C. (1991). *Zoología Manual de Laboratorio*. Interamericana McGraw-Hill.

Iraola, V. (1998). Introducción a los ácaros (I): descripción general y principales grupos. *Boletín SEA* 23, 13-19.

Leite, D.J., Baudouin-Gonzalez, L., Iwasaki-Yokozawa, S., Lozano-Fernandez, J., Turetze, N., Akiyama-Oda, Y., Prpic, N-M., Pisani, D., Oda, H., Sharma, PP. & McGregor, AP. (2018). Homeobox gene duplication and divergence in Arachnids. *Molecular Biology and Evolution*, 35(9), 2240-2253. <https://doi.org/10.1093/molbev/msy125>

Levi, H. y Levi, L. (1993). *Arácnidos y otros artrópodos. Guías del saber*. Trillas.

Liao, Y.Y., Xu, P.W., Kwan, K.Y., Ma, Z.Y., Fang, H.Y., Xu, J.Y., Wang, P.L., Yang S.Y., Xie, S.B., Xu, S.Q., Quian, D., Li, W.F., Bai, L.R., Zhou, D.J., Zhang, Y.Q., Lei, J., Liu, K., Li, J., Zhu, P.,... Hand, J.F. (2019). Draft genomic and transcriptome resources for marine chelicerate *Tachypleus tridentatus*. *Scientific data*, 6, 190029. <https://doi.org/10.1038/sdata.2019.29>

Liu, D., Tarakanova, A., Hsu, C.C., Yu, M., Zheng, S., Yu, L., Liu, J., He, Y., Dunstan, D.J. & Buehler, M.J. (2019). Spider dragline silk as torsional actuator driven by humidity. *Science Advance*, 5(3), eaau9183.

<https://doi.org/10.1126/sciadv.aau9183>

Lobov Científica. (2020). Principios de la prueba de lisado de amebocitos de *Limulus* (LAL) para la detección de endotoxinas bacterianas. <https://www.lovov.com.ar>

Lopera-Londoño, C., Vásquez Escobar, J., Benjumea Gutiérrez, DM. y Pardo Montaguth, GD. (2020). Arañas de Colombia: biología, envenenamiento y potenciales usos terapéuticos de su veneno. Universidad de Antioquia.

Malik, T. & Barhanpurkar, S. (2018). Spider silk-properties and uses. <https://www.fibre2fashion.com>

Marshall, A.J. y Williams, W.D. (1980). Zoología de invertebrados. Reverté.

Noah, K.E., Hao, J., Li, L., Sun, X., Foley, B., Yang, Q. & Xia, X. (2020). Major revisions in arthropod phylogeny through improved supermatrix, with support for two possible waves of land invasion by chelicerates. *Evolutionary Bioinformatics*. <https://doi.org/10.1177/1176934320903735>

Nolan, E.D., Santibáñez-López, C.E. & Sharma, P.P. (2020). Developmental gene expression as a phylogenetic data class: support for the monophyly of Arachnopolmonata. *Development Genes and Evolution*, 230, 137-153. <https://doi.org/10.1007/s00427-019-00644-6>

Nong, W., Qu, Z., Li, Y., Barton-Owen, T., Wong, AY., Yip, HY., Lee, HT., Narayana, S., Baril, T., Swale, T., Jianquan, C., Chan, TF., Kwan, HS., Ngai, SM., Panagiotou, G., Qian, PY., Qiu, JW., Yip, KY., Ismail, N., Pati, S., John, A.,...Hui, J. (2021). Horseshoe crab genome reveal the evolution of genes and microRNAs after three rounds of whole genome duplication.

*Communications Biology*, 4, 1. <https://doi.org/10.1038/s42003-020-01637-2>

Oda, H. & Akiyama-Oda, Y. (2020). The common house spider *Parasteatoda tepidariorum*. *Evodevo*, 20, 11:6 <https://doi.org/10.1186/s13227-020-00152-z>

Oviedo-Márquez, AM., Santodomingo, A. y Castro, L. (2019). Especies de garrapatas y detección de *Babesia* sp. asociadas a caninos, bovinos y equinos en el departamento del Magdalena, Colombia. Asociación Colombiana de Zoología. Reconciliarte con la biodiversidad, un acto de paz. Libro de resúmenes. V Congreso Colombiano de Zoología. Asociación Colombiana de Zoología. <https://www.congresocolombianodezoologia.org/www.aczcolombia.org>

Perafán, C., Sabogal, A., Moreno-González, JA., García-Rincón, A., Luna-Sarmiento, D., Romero-Ortíz, C. y Flórez, E. (2013). Diagnóstico del estado actual de la fauna de arácnidos y de su gestión en Colombia. Simposio 8, Aracnología. Memorias del Congreso Colombiano de Entomología 40 Congreso Socolen. 308-335.

Peralta-Pedrero, M.L. (Coord.). (2012). Diagnóstico y Tratamiento de Escabiosis. México, Secretaría de Salud. <https://www.cenetec.salud.gob.mx/interior/gpc.html>

Pérez-Delgado, O. (2019). Avances científicos del veneno de escorpión. *Journal of the Selva Andina Research Society*, 10(2), 105-108.

Pérez, T.M., Guzmán-Cornejo, C., Montiel-Parra, G., Paredes-León, R. y Rivas, G. (2014). Biodiversidad de ácaros en México. *Revista mexicana de biodiversidad*, 85, 399-407. <https://doi.org/10.7550/rmb.36160>

- Quijano-Cuervo, L., Rangel-Acosta, J., Martínez-Hernández, N. y Sabogal-González, A. (2019). Estatificación vertical de arañas tejedoras (Araneae) en fragmentos de bosque seco tropical del Caribe colombiano. *Revista de Biología Tropical*, 61(1), 224-242.
- Raviv, D. & Gefen, E. (2021). Post-feeding thermophily in a scorpion is associated with rapid digestion and recovery of maximal nocturnal activity. *Journal of Insect Physiology*, 129, 104155. <https://doi.org/10.1016/j.jinsphys.2020.104155>
- Ribera, I., Melic, A. y Torralba, A. (2015). Introducción y guía visual de los artrópodos. *Revista IDE@-SEA*, 2, 1-30.
- Rueda, M.A. y Uribe, A. (2012). Caracterización y detección de la  $\alpha$ -latrotoxina en el veneno de una *Latrodectus* sp. Colombia. (Tesis de maestría, Universidad de los Andes). <https://doi.org/10.13140/RG.2.2.21063.60323>
- Sandoval-Gío, J.J., Zamora-Bustillos, R., Avilés-Ramírez, G.A., Ortiz-León, H.J. y Rosas-Correa, C.O. (2018). Primer reporte de un sitio de desove de *Limulus polyphemus* en la Reserva de la Biósfera Ría Lagartos, Yucatán, México. *Revista Bio Ciencias*, 5, 1-8.
- Sharma, PP., Ballesteros, JA. & Santibañez-López, CE. (2021). What is an "arachnid"? consensus, consilience, and confirmation bias in the phylogenetics of Chelicerata. *Diversity*, 13(11), 568. <https://doi.org/10.3390/d13110568>
- Soliz-Revollo, I. (2014). Composición del ensamble de arañas tejedoras (Araneae) en dos tipos de bosques en el centro de estudio de investigación Alta Vista, Santa Cruz (Bolivia). *Revista Ibérica de Aracnología*, 24, 91-97.
- Storer, T.I., Stebbins, R., Usinger, E. y Nybakken J. (1986). *Zoología General* (6.ª ed.). Omega S. A.
- Tay-Zavala, J., Díaz Sánchez, J.G., Sánchez Vega., Castillo Alarcón, L., Ruiz Sánchez D. y Calderón Romero, L. (2004). Picaduras por alacranes y arañas ponzoñosas de México. *Revista de la Facultad de Medicina UNAM*, 47(1), 6-12.
- Tinker-Kulberg, R., Dellinger, A., Brady, T.E., Robertson, L., Goddard, M.K.M., Bowzer, J., Abood, S., Kepley, C. & Dellinger K. (2020). Effects of diet on the biochemical properties of *Limulus* Amebocyte lysate from horseshoe crabs in aquaculture setting. *Frontiers in Marine Science*. <https://doi.org/10.3389/fmars.2020.541604>
- Vargas-Charry, M.F. & Vargas-Hernández, C. (2018). Study of spider silk fibers by Raman Microscopy. *American Journal of Analytical Chemistry* 9, 529-545.
- Voltrath, F. (1992). Telas y sedas de araña. *Investigación y Ciencia*, 188, 52-59.
- Wegner, SG. (2011). Spider identification Guide. BASF Chemical Corporation. Spider-Guide-Wegner-BASF-Revised-12-2-14.pdf.
- Zschokke, S., Countryman, S. & Cushing, P.E. (2021). Spiders in space-orb-web-related behavior in zero gravity. *The Science of Nature*, 108, 1. <https://doi.org/10.1007/s00114-020-01708-8>
- Zúñiga-Carrasco, I.R. y Caro-Lozano, J. (2018). Aspectos clínicos y epidemiológicos de las mordeduras de arañas en México. *Hospital Medicine and Clinical Management*, 11, 191-203.



## 6.4 Myriapoda: Diplopoda y Chilopoda

(myriápodos: diplópodos y quilópodos)

### Competencia:

- Diferencia las principales características morfológicas y estrategias de defensa de los grupos de diplópodos y quilópodos.

### Importancia

Los diplópodos son detritívoros, se alimentan de materia orgánica, algunos son coprófagos o necrófagos, su importancia consiste en que contribuyen en la descomposición de la materia orgánica (Melic, 2015).

Los Chilopoda forman un componente importante de la edafofauna de los ecosistemas y por su densidad se pueden considerar como indicadores de ambiente perturbados (Cupul-Magaña, 2014). El veneno producido por los ciempiés especialmente por los escolopendromorfos se puede usar en la industria farmacéutica, principalmente en la producción de medicamentos para tratar el dolor crónico por su efecto analgésico (Yang *et al.*, 2013). La variabilidad del veneno en diferentes especies puede tener otras aplicaciones (Undheim *et al.*, 2015).

La biología de los órdenes escolopendromorfos y geofitomorfos, es interesante por el cuidado de la prole (Giribet, 2015).

### Clase Diplopoda

La morfología externa es abordada en la tabla 6.6, figura 6.30 y la morfología externa en la tabla 6.7.

### Clasificación de Diplopoda (Melic, 2015).

Los diplópodos, cuentan con dos subclases: Penicillata y Chilognatha.

Penicillata, largo total menor a 5 mm, con tegumento blando, y sedas largas dispuestas en penachos laterales, tronco con 11 a 13 metámeros y menos de 17 pares de patas. Único orden Polyxenida.

Chilognatha, exoesqueleto calcificado. Se incluyen aquí los Colobognatha: estos carecen de gnathoquilario, sin órganos de Tomosvary, máximo con dos pares de ocelos, los machos con dos pares de gonópodos simples (segmentos VII y VIII), con glándulas repugntorias. Órdenes: Platydesmida, Polyzoniida y Siphonocryptida.

Juliformia: Julida, Spirobolida

Merocheta: Polydesmida, *Psammodesmus*

Nematophormia: Callipodida, Chordeumatida

Oniscomorpha: Glomerida

Los milpiés del género *Psammodesmus* (Diplopoda: Polydesmida), fueron estudiados por Martínez-Torres (2016), con determinación de 17 especies, con un rango altitudinal entre 0-2000 m snm y el rango geográfico comprendido entre: Panamá, Colombia, Ecuador, Perú y Brasil.

**Tabla 6.6**

*Estructuras externas de un diplópodo, apéndices asociados por tagma y función.*

<b>Tagma</b>	<b>Posición</b>	<b>Apéndices asociados o estructuras importantes</b>	<b>Función</b>
<i>Cabeza</i>	<i>Anterior de la cabeza</i>	<i>Un par de antenas (Fig. 6.30)</i>	<i>Antenas con células quimiorreceptoras táctiles, detrás de las antenas órganos de Tomosvary con función olfativa</i>
<i>Cabeza</i>	<i>Anterior de la cabeza</i>	<i>Un par de ojos o agrupación ocelar</i>	<i>Fotoreceptores</i>
	<i>Asociadas a la boca</i>	<i>Un par de mandíbulas, un par de maxilas (gnatoquilario)</i>	<i>Detritívoros o fungívoros. En el gnatoquilario se abren glándulas con función excretora (u órganos nefridiales)</i>
<i>Tronco</i>	<i>1er terguito</i>	<i>Collar, ápodo</i>	<i>Su esternito forma el hipostoma</i>
<i>Tronco</i>	<i>Diplosegmentos, apéndices con origen ventral</i>	<i>Tres primeros segmentos cada uno con un par de patas (Fig. 6.30). El resto de segmentos con dos pares de apéndices por segmento, excepto los últimos que son ápodos</i>	<i>Patas caminadoras</i>
	<i>Pleura por metámero</i>	<i>Glándulas odoríferas o repugnatorias u ozadenes</i>	<i>Secreción de sustancias tóxicas: alcaloides, benzoquinonas, fenoles. Defensa, repelente contra insectos</i>

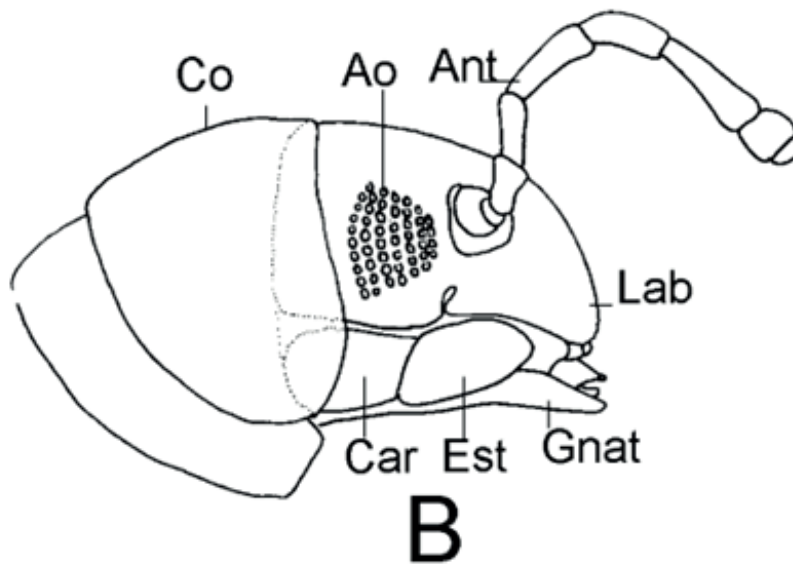
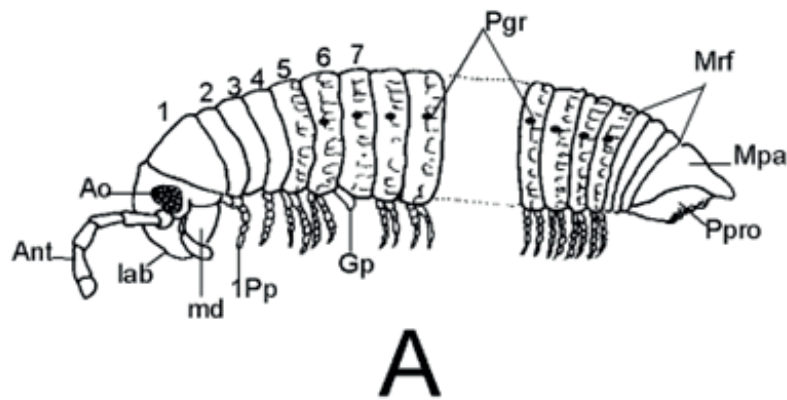
**Tabla 6.7**

*Estructuras internas (sistemas) de un diplópodo, con la ubicación y función.*

<b>Sistemas</b>	<b>Posición</b>	<b>Función</b>
<i>Sistema respiratorio: tráqueas</i>	<i>Sistema de tubos que abren en espiráculos al lado de las coxas</i>	<i>Oxigenación de los tejidos</i>
<i>Sistema circulatorio abierto</i>	<i>Corazón dorsal, que se extiende por el tronco</i>	<i>Transporte de nutrientes</i>
<i>Sistema digestivo recto</i>	<i>En el proctodeo (parte final del intestino) con glándulas anales</i>	<i>Las glándulas anales sirven para la construcción de nidos de muda</i>
<i>Sistema excretor: túbulos de Malpighi</i>	<i>Parte basal de intestino posterior</i>	<i>Eliminación orina. También colaboran las glándulas nefridiales de los gnatoquilarios</i>
<i>Sistema reproductor: dioicos, fecundación interna, ovíparos</i>	<i>Ventral en el tronco, hembras con un par de ovarios, machos un par de testículos tubulares</i>	<i>Hembra con espermateca, oviposita huevos en un nido que construye con excrementos. En los machos el 7mo metámero se desarrollan los gonópodos que transfieren el esperma desde el 3er metámero a la hembra</i>
<i>Desarrollo postembrionario</i>	<i>Varios juveniles que mudan (hasta 10) y van adquiriendo poco a poco el número de patas característico</i>	<i>Crecimiento a través de mudas</i>
<i>Sistema nervioso</i>	<i>Ventral al tronco, con un par de ganglios por metámero</i>	<i>Inervar cuerpo</i>

**Figura 6.30**

*Diplopoda*. **A.** Vista lateral del cuerpo **B.** Vista lateral de la parte anterior del cuerpo. Ant: antena, Ao: agrupación ocelar, Car: Cardo, Co: collar, Est: estipe, Gnat: gnatoquilario, Gp: gonóporo, Lab: labro, md: mandíbula, Mpa: metámero preanal, Mrf: metámeros recién formados, Pgr: poros de las glándulas repugnatorias, Ppro: paraprocto, 1Pp: primer par de patas.



**Nota.** Redibujado de De la Fuente (1994).

## Clase Chilopoda

La morfología externa es abordada en la tabla 6.8, figura 6.31 y la morfología externa en la tabla 6.9.

**Tabla 6.8**

*Estructuras externas de un quilópodo, apéndices asociados por tagma y función.*

<b>Tagma</b>	<b>Posición</b>	<b>Apéndices asociados o Estructuras importantes</b>	<b>Función</b>
Cabeza	Anterior de la cabeza	Un par de antenas (Fig. 6.31)	Detrás de las antenas órganos de Tomosvary con función olfativa
Cabeza	Anterior de la cabeza	Agrupación ocelar o sin estos (Fig. 6.31)	Fotoreceptores, Scutigermorpha con ojos no homólogos a otros artrópodos
Cabeza	Asociadas a la boca	Un par de mandíbulas, dos pares de maxilas (trignatos)	Predadores, carnívoros: lombrices, arañas, insectos
Tronco	1er par de patas modificado	<b>Forcípulas</b> (Fig. 6.31)	Captura de presas con órganos para inocular veneno: forcípulas (acetilcolina, histamina)
Tronco	Segmentos, apéndices origen lateral	Con un par de apéndices por segmento, excepto el último par que es más largo y robusto (Fig. 6.31)	Patas caminadoras

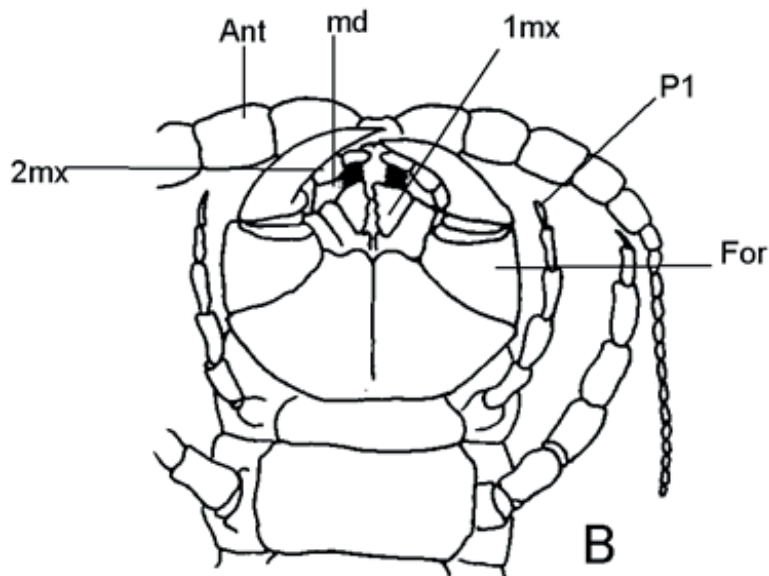
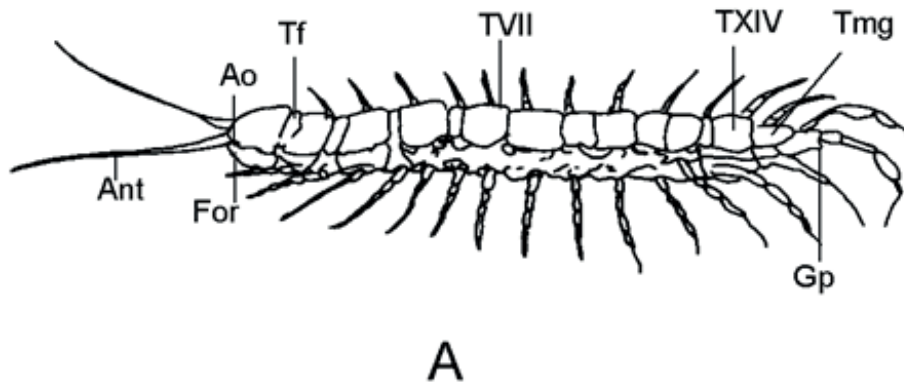
**Tabla 6.9**

Estructuras internas (sistemas) de un quilópodo, con la ubicación y función.

<b>Sistemas</b>	<b>Posición</b>	<b>Función</b>
<i>Sistema respiratorio: tráqueas</i>	<i>Sistema de tubos que abren en espiráculos al lado de las coxas</i>	<i>Oxigenación de los tejidos</i>
<i>Sistema circulatorio abierto</i>	<i>Corazón dorsal, que se extiende por el tronco</i>	<i>Transporte de nutrientes</i>
<i>Sistema digestivo recto</i>	<i>Parte ventral</i>	<i>Absorción de nutrientes</i>
<i>Sistema excretor: túbulos de Malpighi</i>	<i>Un par de tubos largos en la parte basal de intestino posterior</i>	<i>Eliminación orina (amoníaco y ácido úrico)</i>
<i>Sistema reproductor: dioicos, fecundación interna, ovíparos</i>	<i>Dorsal al tubo digestivo, hembras con un ovario impar, machos número variable de testículos</i>	<i>Hembra con espermateca, ovíparos huevos, machos transfieren espermatozoides</i>
<i>Desarrollo postembrionario</i>	<i>Nacen con siete pares de patas y van adquiriendo poco a poco el número de patas característico</i>	<i>Crecimiento a través de mudas</i>
<i>Sistema nervioso</i>	<i>Ventral al tronco, con un par de ganglios por metámero</i>	<i>Inervar cuerpo</i>

**Figura 6.31**

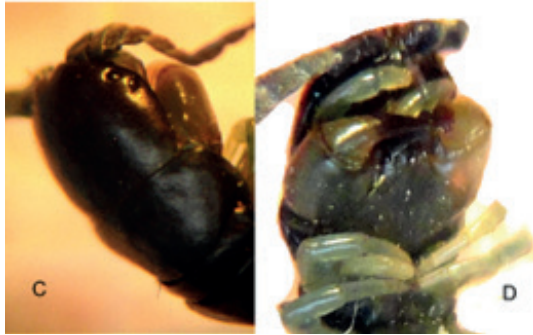
*Chilopoda*. **A.** Vista lateral del cuerpo **B.** Vista ventral de la cabeza y metámero forcipular. Ant: antena, Ao: agrupación ocelar, For: forcípula, Gp: gonópodo, md: mandíbula, P1: primer par de patas, Tf: terguito del metámero forcipular, Tmg: terguito del metámero genital, TVII: terguito 7, TXIV: terguito 14, 1mx: primer par de maxilas, 2mx: segundo par de maxilas.



**Nota.** Redibujado de De la Fuente (1994).

**Figura 6.31**

*Chilopoda*. **C.** Vista dorsolateral de la cabeza **D.** Vista ventral de la cabeza y metámero forcipular.



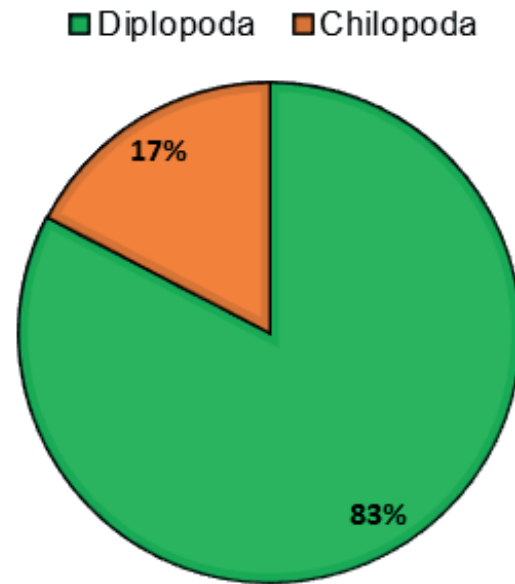
### **Clasificación de Chilopoda**

La clase Chilopoda contiene cinco órdenes: Craterostigmomorpha, Geophilomorpha, Lithobiomorpha, Scolopendromorpha y Scutigermomorpha. La mayoría se encuentran en el Neotrópico con excepción de Craterostigmomorpha con rango geográfico en y Nueva Zelanda y Tasmania (Cupul-Magaña, 2013).

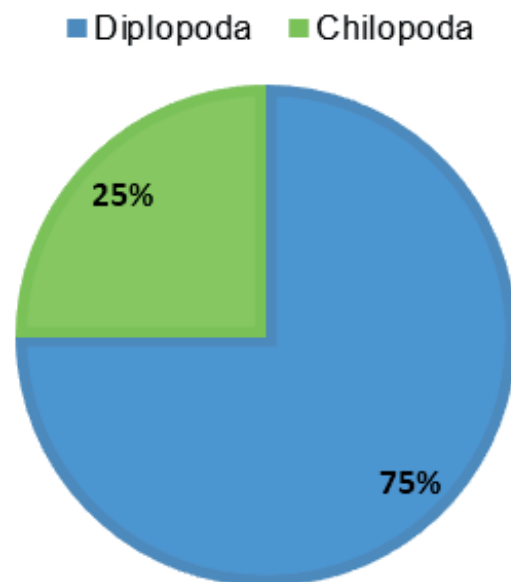
Prado-Sepúlveda *et al.* (2016), presentaron clave para familias y algunos géneros de ciempiés de Colombia, los órdenes y géneros más conocidos son, Scolopendromorpha: géneros *Newportia*, *Cryptops*, *Scolopcryptops* y *Scolopendra*, Geophilomorpha: géneros *Macronicophilus*, *Ribautia*, *Ityphilus*, *Notiphilides*, *Pectiniunguis* y *Schendylops*. Galvis-Jiménez *et al.* (2019) registraron el orden Scutigermomorpha, con dos familias y dos especies, Scutigeridae, *Dedrothereua* sp. y Psellioididae, *Sphendononema guildingii*.

### **Diversidad de especies de Diplopoda y Chilopoda**

En el mundo, con base en Bueno-Villegas (2019) y Cupul-Magaña (2019)



En la Reserva Natural Río Ñambí, Barbacoas, Nariño, según Vásquez-Valverde *et al.* (2019).





## Sabías que

*Scolopendra gigantea*, con largo de 24 cm es el ciempiés más grande del mundo y está en Colombia, en la Costa Atlántica, en la frontera con Venezuela y extiende su rango geográfico por el Caribe hasta México (Giribet, 2015).

El ciempiés *Psammodesmus bryophorus* porta musgo en su tergo, manteniendo una relación de mutualismo que permite camuflarse, este ciempiés ha sido recolectado en la Reserva Natural Río Ñambí en el departamento de Nariño (Colombia) (Agencia de Noticias UN 2015; Hoffman et al., 2011).

Se conocen los genes asociados con la glándula de defensa ozadenes u odorífera de los milpiés *Trigoniulus corallinus* y *Helicorthomorpha holstii* productoras de la secreción química y antimicrobiana (Qu et al., 2020).

Los ciempiés desarrollaron mecanismos y rasgos moleculares particulares diferentes de los insectos (Chipman et al., 2014).

*Parafontaria laminate armigera* milpiés cuyo ciclo de vida dura ocho años (Nijima et al., 2021).

*Xystocheir bistipita* y *Motyxia* spp., milpiés bioluminiscentes (Marek y Moore, 2015).

Fluorescencia bajo luz UV de los diplópodos, Pseudospirobolellidae, Spirobolida; Julidae, Julida y Blaniulidae, todos con distribución geográfica en Colombia (Gómez-Morales y Martínez-Torres, 2019)

## Ejercicio

1. Llene el siguiente cuadro comparativo

	<i>Diplopoda</i>	<i>Chilopoda</i>
<i>Alimentación</i>		
<i>Secreción tóxica dónde se produce</i>		
<i>Apéndices de la cabeza</i>		
<i>Apéndices exclusivos del grupo</i>		
<i>Número de patas por segmento</i>		

2. ¿Qué estrategias de defensa tienen los ciempiés y milpiés?

## Lecturas recomendadas

- Poblaciones de diplópodos relacionadas con el uso de la tierra (Ruiz-Cobo *et al.*, 2010).
- Composición y acción del veneno del ciempiés (Luo *et al.*, 2018)

## Bibliografía

- Agencia de Noticias UN. (2015). Ciencia y Tecnología. Ciempiés más grande del mundo es colombiano. <https://agencia-denoticias.unal.edu.co>
- Barnes, R. (1989). Zoología de los invertebrados. Interamericana.
- Bueno Villegas, J. (2012). Diplópodos: los desconocidos formadores de suelo. CO-NABIO. Biodiversitas 102, 1-5.
- Bueno-Villegas, J. (2019). Diplópodos (Myriapoda: Diplopoda) como componentes de la fauna edáfica neotropical, conocimiento taxonómico y diversidad actuales. Asociación Colombiana de Zoología. Reconciliarte con la biodiversidad, un acto de paz. Libro de resúmenes. V Congreso Colombiano de Zoología. Asociación Colombiana de Zoología. [www.congresocolombianodezoologia.org/](http://www.congresocolombianodezoologia.org/) [www.aczcolombia.org](http://www.aczcolombia.org)
- Chipman, A.D., Ferrier, D.E., Brena, C., Qu, J., Hughes, D.S.T., Schoder, R., Torres-Oliva, M., Znassi, N., Jiang, H., Almeida, F.C., Alonso, C.R., Apostolou, Z., Aqrawi, P., Arthur, W., Barna, J.C.J., Blankenburg, K.P., Brites, D., Capella-Gutiérrez, S., Cogle, M.,...Richards, S. (2014). The first myriapod genome sequence reveals conservative arthropod gene content and genome organisation in the centipede *Strigamia maritima*. Plos Biology, 12 (11): e1002005. <https://doi.org/10.1371/journal.pbio.1002005>
- Cupul-Magaña, F.G. (2013). La diversidad de los ciempiés (Chilopoda de México). *Dugesiana*, 20(1), 17-41.
- Cupul-Magaña, F.G. (2014). Los ciempiés escolopendromorfos (Chilopoda: Scolopendromorpha) de México: clave para géneros. Revista Colombiana de Entomología, 40(2), 286-291.
- Cupul-Magaña, F.G. (2019). Diversidad de ciempiés de México (Myriapoda: Chilopoda). Asociación Colombiana de Zoología. Reconciliarte con la biodiversidad, un acto de paz. Libro de resúmenes. V Congreso Colombiano de Zoología. Asociación Colombiana de Zoología. [www.congresocolombianodezoologia.org/](http://www.congresocolombianodezoologia.org/) [www.aczcolombia.org](http://www.aczcolombia.org)
- De La Fuente, J.A. (1994). Zoología de artrópodos. Interamericana McGraw-Hill.
- Galvis-Jiménez, S., Martínez-Torres, S.D., Carrillo-Pallares, M. y Flórez-Daza, A.E. (2019). Registro de una nueva familia de escutigeras (Myriapoda, Chilopoda) para Colombia, con aportes sobre la diversidad y distribución del orden Scutigero-morpha. Asociación Colombiana de Zoología. Reconciliarte con la biodiversidad, un acto de paz. Libro de resúmenes. V Congreso Colombiano de Zoología. Asociación Colombiana de Zoología. [www.congresocolombianodezoologia.org/](http://www.congresocolombianodezoologia.org/) [www.aczcolombia.org](http://www.aczcolombia.org)
- Giribet, G. (2015). Clase Chilopoda Orden Scolopendromorpha. Revista IDE@-SEA, 30, 1-9.
- Gómez-Morales, D.A. y Martínez-Torres, S.D. (2019). Fluorescencia en artrópodos: nuevos reportes en milpiés (Myriapoda: Diplopoda) bajo luz uv. Asociación Colombiana de Zoología. Reconciliarte con la biodiversidad, un acto de paz. Libro

de resúmenes. V Congreso Colombiano de Zoología. Asociación Colombiana de Zoología. [www.congresocolombianodezoologia.org/www.aczcolombia.org](http://www.congresocolombianodezoologia.org/www.aczcolombia.org)

Hoffman, R.L., Martínez, D. & Florez, E. (2011). A new Colombian species in the millipede genus *Psammodesmus*, symbiotic host for bryophytes (Polydesmida: Platyrrhacidae). *Zootaxa*, 3015, 52-60.

Levi, H. y Levi, L. (1993). Arácnidos y otros artrópodos. Guías del saber. Trillas.

Luo, L., Li, B., Wang, S., Wu, F., Wang, X., Liang, P., Ombati, R., Chen, J., Lu, X., Cui, J., Lu, Q., Zhang, L., Zhou, M., Tian, C., Yang, S. & Lai, R. (2018). Centipedes subdue giant prey by blocking KCNQ channels. *PNAS*, 115(7), 1646-1651. <https://doi.org/10.1073/pnas.1714760115>

Marek, P.E. & Moore, W. (2015). Discovery of a glowing millipede in California and the gradual evolution of bioluminescence in Diplopoda. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America*, 112(20), 6419-6424. <https://doi.org/10.1073/pnas.1500014112>

Martínez-Torres, S.D. (2016). Revisión taxonómica y distribución geográfica de los milpiés del género *Psammodesmus* Cook, 1896 (Diplopoda: Polydesmida: Platyrrhacidae). (Tesis de maestría en Ciencias, Universidad Nacional de Colombia, Facultad de Ciencias, Departamento de Biología).

Melic, A. (2015). Clase Diplopoda Introducción a la Clase Diplopoda. Órdenes Polyzoniida, Platydesmida y Siphonocryptida. *Revista IDE@-SEA*, 23, 1-18.

Nijijima, K., Nii, M. & Yoshimura, J. (2021).

Eight-year periodical outbreaks of the train millipede. *Royal Society open Science*, 8(1), 201399. <https://doi.org/10.1098/rsos.201399>

Prado-Sepúlveda C, Triana HD, Galvis-Jiménez S. (2016). Los ciempiés (Myriapoda: Chilopoda) de Bosque Andino en el municipio de Icononzo (Colombia, Tolima) y clave para las familias presentes en Colombia. *Revista IDE@-SEA*, 58, 188-196.

Qu, Z., Nong, W., So, W.L., Barton-Owen, T., Li, Y., Leung, T.C.N., Li, C., Baril, T., Wong, A.Y.P., Swale, T., Chan, T.-F., Hayward, A., Ngai, S.-M. & Hui, J.H.L. (2020). Millipede genomes reveal unique adaptations during myriapod evolution. *Plos Biology*, 18(9), e3000636. <https://doi.org/10.1371/journal.pbio.3000636>

Ruiz-Cobo, D.H., Bueno-Villegas, J. y Feijoo-Martínez, A. (2010). Uso de la tierra y diversidades alfa, beta y gamma de diplópodos en la cuenca del río Otún, Colombia. *Universitas Scientiarum*, 15(1), 59-67.

Storer, T.I., Stebbins, R., Usinger, E. y Nybakken J. (1986). *Zoología General* (6.ª ed.). Omega S. A.

Undheim, E.A.B., Hamilton, B.R., Kurniawan, G.B., Cribb, B.W., Merritt, D.J., Fry, B.G., King, G.F. & Venter, D.J. (2015). Production and packaging of a biological arsenal: Evolution of centipede venoms under morphological constraint. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America*, 112(13), 4026-4031. <https://doi.org/10.1073/pnas.1424068112>

Vásquez-Valverde, L.F., Martínez-Torres,

SD., Galvis-Jiménez, S. y Flórez-Daza, AE. (2019). Miriápodos del Chocó Biogeográfico de Colombia. Asociación Colombiana de Zoología. Reconciliarte con la biodiversidad, un acto de paz. Libro de resúmenes. V Congreso Colombiano de Zoología. Asociación Colombiana de Zoología. <https://www.congresocolombianodezoologia.org/www.aczcolombia.org>

Yang, S., Xiao, Y., Kang, D., Liu, J., Li, Y., Undheim, E.A.B., Klint, J.K., Rong, M., Lai, R. & King, G.F. (2013). Discovery of a selective Nav1.7 inhibitor from centipede venom with analgesic efficacy exceeding morphine in rodent pain models. Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America, 110(43), 17534-17539. <https://doi.org/10.1073/pnas.1306285110>



## 6.5 Crustacea (crustáceos)

### Competencias:

- Identifica los crustáceos de importancia económica y ecológica.
- Identifica las principales características morfológicas y ejemplos de crustáceos de las clases Branchiopoda, Maxilipoda y Malacostraca.

### Importancia (García y Ramírez, 2015)

La importancia de los crustáceos se presenta en varios ámbitos desde su papel en la ecología y la alimentación hasta el punto de vista médico, destacándose los siguientes:

- Ecológica: en las redes tróficas marinas, pelágicas y bentónicas.
- Económica: pesca, comercialización y distribución (exportación), acuicultura.
- Alimentación humana principalmente de decápodos.
- Fabricación de productos agroquímicos y farmacéuticos: pigmentos carotenoides y astaxantinas, fabricación de: piensos, harinas, aceite.

- Médica: cangrejo dulceacuícola vector de trematodo, digeneo *Paragonimus mexicanus* se hospeda en el pulmón del humano, se adquiere por comer carne de cangrejo cruda o mal cocida que alberga la metacercaria del parásito. Casas *et al.* (2008) estudiaron esta enfermedad (paragonimosis) en la zona periurbana de Medellín (Antioquia, Colombia).

Por otra parte, cabe destacar su diversidad y fósiles. Dentro del subfilo Crustacea, los Órdenes más diversos son los decápodos, ostrácodos y copépodos. En el orden Decapoda los cangrejos del infraorden Brachyura presentan mayor riqueza de especies, seguidos del infraorden Caridea (García y Ramírez, 2015).

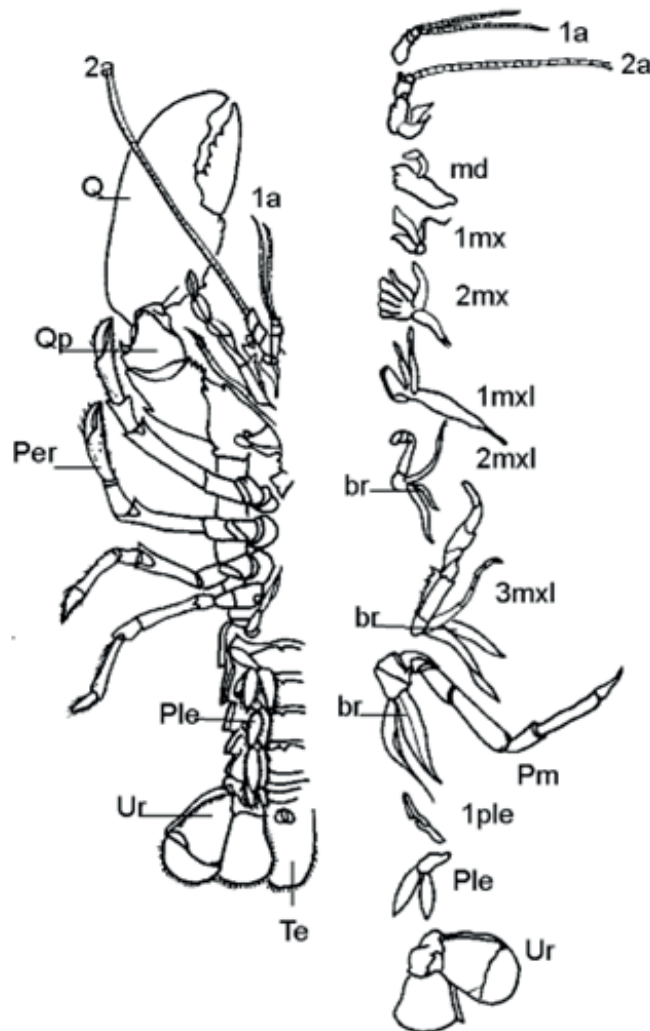
En Colombia hay registros de fósiles de crustáceos, principalmente del Paleógeno y Neógeno, tales como, langostas, cirrípedos, isópodos, estomatópodos, se destaca la langosta *Meyeria magna*, encontrada en el Valle alto del Magdalena y Villa de Leyva (Boyacá) (Vega y Bermudez, 2013).

## Morfología externa e interna de crustáceos

Con base en una langosta, ejemplar del orden de los decápodos, se presentan las estructuras externas (Tabla 6.10) e internas (Tabla 6.11) de los tagmas: cefalotórax y abdomen.

### Figura 6.32

Esquema de las estructuras externas de la langosta. *br*: branquia, *md*: mandíbula, *Per*: pereiópodo, *Ple*: pleópodo, *Pm*: pata marchadora (pereiópodo), *Q*: quela, *Qp*: quelípodo, *Te*: telson, *Ur*: urópodo, *1a*: primera antena, *2a*: segunda antena, *1mx*: primera maxila, *2mx*: segunda maxila, *1mxl*: primer maxilipedo, *2mxl*: segundo maxilipedo, *3mxl*: tercer maxilipedo, *1ple*: primer pleópodo.



**Nota.** Modificado de Buchsbaum (1938).

**Tabla 6.10**

Estructuras externas del crustáceo decápodo, con las regiones del cuerpo (tagma), apéndices asociados y función de los apéndices. A: abdomen, C: cefalotórax, md: mandíbulas, mx: maxilas, mxl: maxilipedos.

<b>Tagma</b>	<b>Posición</b>	<b>Apéndices asociados o estructuras importantes</b>	<b>Función</b>
C (Fig. 6.32)	Antero-superior	Caparazón en la parte anterior proyectado formando el rostro (Fig. 6.32)	Protección
C	Debajo del rostro	Un par de ojos pedunculados (Fig. 6.32)	Sensorial
C	Debajo del rostro	Dos pares de antenas (Fig. 6.32)	1er par de antenas (cortas), en su base desembocan las glándulas coxales o verdes. 2do par largas: Anténulas, los dos pares de antenas sensitivas y el 2do par equilibrio
C	Asociadas a la boca (Fig. 6.32)	Un par de mandíbulas, un par de maxilas, tres pares de maxilipedos (Fig. 6.32)	md: mueven y sujetan el alimento/mx: dirigen alimento hacia la boca, mxl: desgarran
C	Laterales al caparazón del cefalotórax	Cinco pares de patas marchadoras (pereiópodos). El primer par son los quelípodos (Fig. 6.32)	Los quelípodos terminados en grandes pinzas (quelas) para defensa, asir presas y cortejo en el caso de cangrejos violinistas. Los pares 2do a 5to patas marchadoras. Los cuatro primeros pares unidos a branquias. En la base del 3er par de patas aberturas genitales hembra y en el macho en la base del 5to par de patas
A (Fig. 6.32)	Ventral del abdomen	Cinco pares de patas modificadas: pleópodos.	El primer par de pleópodos en los machos sirve para transferir los espermatozoides. En las hembras los cinco pares de pleópodos modificados para asir los huevos
A	Dorso-apical del abdomen	Saliente aplanado: telson	Telson y urópodos, forman cola en abanico, útil en los movimientos rápidos hacia atrás
A	Ventro-apical del abdomen (Fig. 6.32)	Un par de apéndices a modo de abanico: urópodos	La cola en abanico también sirve para sostener y proteger los huevos y las crías en la hembra



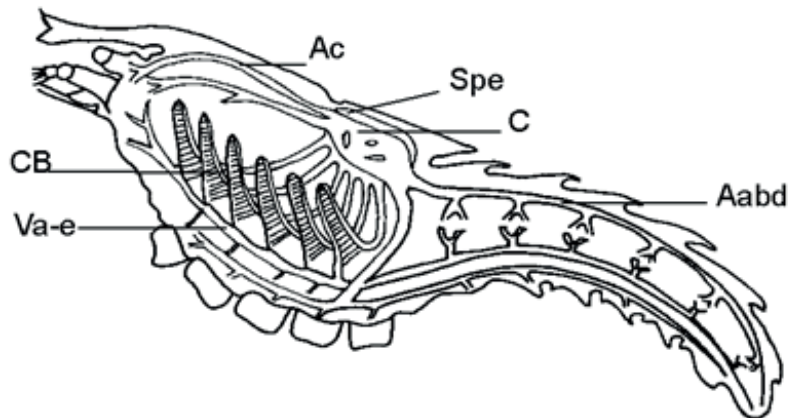
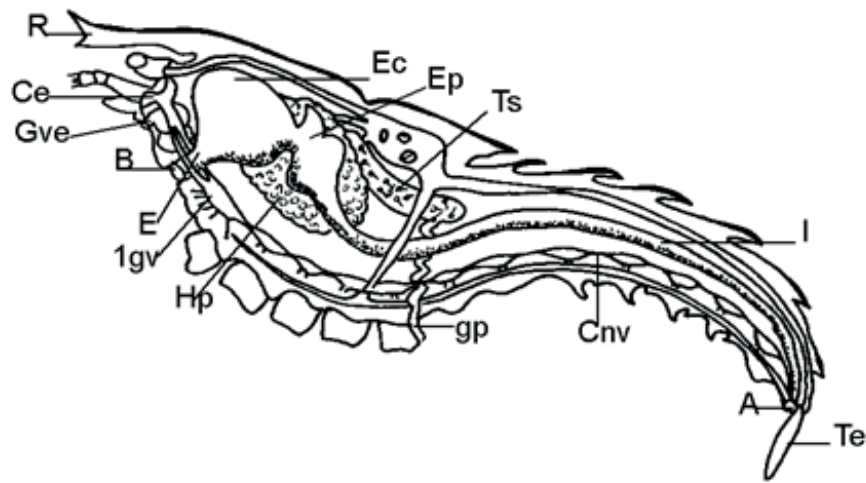
**Tabla 6.11**

Estructuras internas (sistemas) del crustáceo decápodo, con la ubicación y función. C: cefalotórax, mx: maxilas, mxl: maxilipedos.

<b>Sistemas</b>	<b>Posición</b>	<b>Función</b>
Sistema respiratorio: branquias (Fig. 6.33)	Cámara branquial ubicada en ambos lados del C, 2da mx empuja agua hacia adelante, 6 pares branquias: 2 en los 2 mxl, 4 en los pereiópodos	Oxigenación de la sangre
Sistema circulatorio abierto: corazón y arterias (Fig. 6.33)	Corazón dorsal C	Algunos pigmento hemocianina, transporte de oxígeno
Sistema digestivo: boca, esófago, estómago, intestino, ano. Hepatopáncreas (Fig. 6.34)	Parte anterior del C: estómago cardiaco anterior con molino gástrico: con 3 dientes quitinosos, Estómago pilórico: digestión	Molino gástrico: desmenuzar alimento, estómago pilórico: filtración y acción posterior del hepatopáncreas: absorción, síntesis de glucógeno y lípidos.
Sistema excretor: glándulas coxales o verdes o antenales (Fig. 6.35)	Base del primer par de antenas	Eliminación orina (amoníaco), también por las branquias y cutícula
Sistema reproductor: dioicos, fecundación interna, ovíparos (Fig. 6.36)	Hembras: un par de ovarios. Machos: un par de testículos, gónadas debajo del corazón.	Reproducción gonópore hembra base del 3er par de patas, del macho base del 5to par de patas. Primer par de pereiópodos del macho funciona como órgano de transporte espermas
Oviposición y fecundación	La fecundación interna, oviposición de cientos de huevos que se ubican en los pleópodos de la hembra	Ovoposición y eclosión de larva nauplio (Fig. 6.34)
Sistema nervioso: cerebro, cordón nervioso ventral (Fig. 6.33)	Ganglios supraesofágicos en el C, cordón nervioso ventral	Inervar cuerpo
Órganos de los sentidos (Fig. 6.32)	Ojos pedunculados	Intensidad de luz
	Pelos táctiles	Sensoriales
	Estatocistos (en el segmento basal de cada antena)	Equilibrio
	Antenas y anténulas	Sensoriales

**Figura 6.33**

Esquema de las estructuras internas de la langosta. A: ano, B: boca, Ce: cerebro, Cnv: cordón nervioso ventral, E: esófago, Ec: estómago cardíaco, Ep: estómago pilórico, Gve: glándula verde, gp: gonóporo o abertura del espermiducto, Hp: hepatopáncreas, I: intestino, R: rostro, Te: telson, Ts: testículo, 1gv: primer ganglio ventral.



**Nota.** Modificado de Buchsbaum (1938).

### **Comportamiento sexual: apareamiento e incubación**

En la época de reproducción generalmente se reúnen cientos de cangrejos que se ubican en las playas y efectúan el reconocimiento de pareja a través de feromonas, estímulos visuales y contactos, en el caso de los violinistas del género *Uca*, se dan grandes despliegues de machos con su quelípodo levantado.

La fertilización puede ser interna mediante el empleo de apéndices copuladores, como en decápodos, o externa como en peracáridos (superorden Peracarida), que rocían el esperma sobre la cámara incubadora fertilizando los huevos. La hembra puede almacenar el esperma en receptáculos seminales internos, mesodérmicos, como lo hacen los cangrejos, o transportar los espermátóforos en receptáculos externos ectodérmicos, como en langostas.

Los huevos fecundados son transportados por la hembra hasta su eclosión, en algunos casos son dejados en el medio, por ejemplo, eufausiáceos, decápodos peneidos. Otros son transportados en ovisacos, por ejemplo, en copépodos. También en cámaras incubadoras torácicas dorsales formadas por el caparazón, pancáridos, cladóceros, o en cámaras ventrales formadas por láminas derivadas de la región coxal de los pereiópodos oosteguitos (peracáridos). Los huevos, además, pueden ser alojados en el interior del caparazón, retenidos por pliegues del cuerpo (cirrípedos).

### **Desarrollo larvario**

Las larvas se pueden agrupar en tres fases: nauplio (Fig. 6.34), zoea y postlarva o

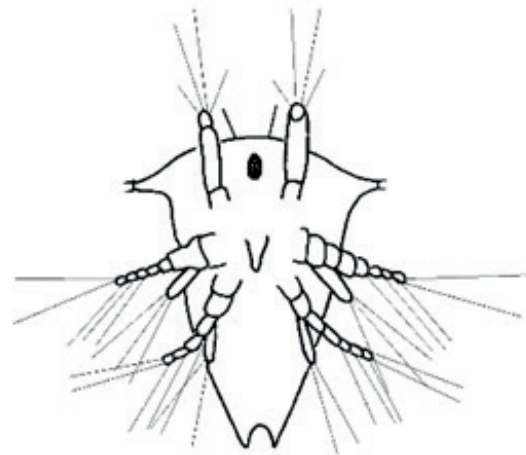
megalopa, cada una de ellas con un número variable de estados y subestados (Fig. 6.35).

La primera larva o nauplio (Fig. 6.34), se caracteriza por presentar tres pares de apéndices cefálicos anténulas, antenas y mandíbulas, con los que nada, y un ocelo medio u ojo nauplio.

**Zoea** incluye todas las larvas que se desplazan empleando los apéndices torácicos, y presentan ojos compuestos desarrollados. Al primer o primeros estados de la zoea, en los que la antena contribuye a la natación, se les denomina protozoea (el primero de ellos presenta los ojos sésiles). La última fase es la **megalopa** (Fig. 6.35) con pleópodos bien desarrollados y con función natatoria, propia de malacostráceos.

### **Figura 6.34**

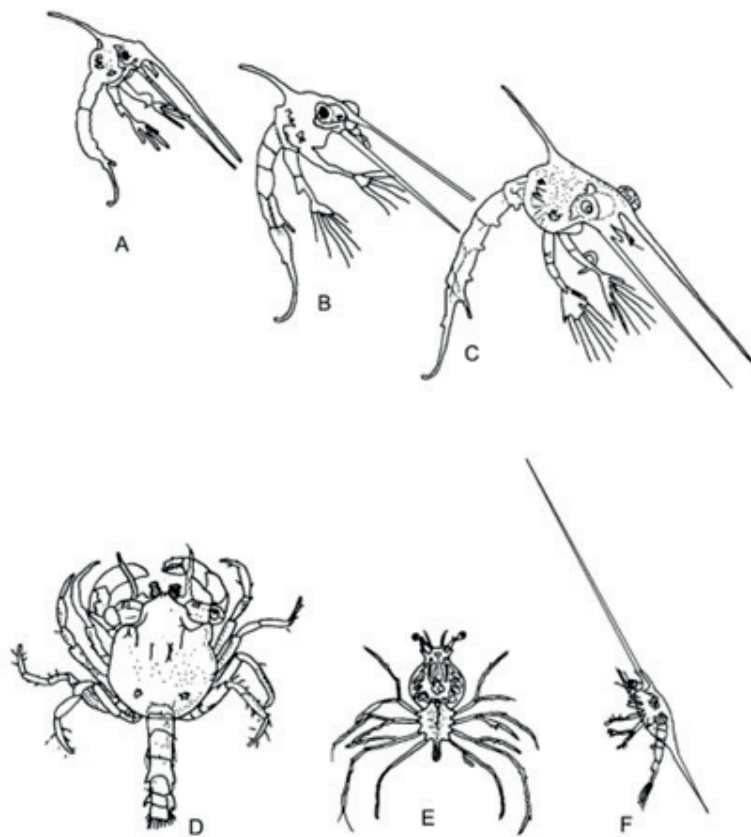
*Esquema de la larva nauplio.*



**Nota.** Redibujado de Brusca y Brusca (2005).

**Figura 6.35**

Larvas de decápodos. A-C. Tres etapas de zoea y D megalopa de cangrejo braquiuro. E. Zoea de langosta *Palinurus*. F. Metazoea del cangrejo anomuro *Porcellana*.



**Nota.** Redibujado de Barnes (1989).

## **Regulación hormonal de la reproducción**

El **órgano Y**, en el cefalotórax, sintetiza la **hormona de la muda** ecdisterona, con la cual se activa el proceso de ecdisis o muda, esta hormona es inhibida a su vez por el **órgano X/glándula del seno** (XOSG), ubicado en los pedúnculos oculares, quien libera la hormona inhibidora de la muda, también promueve la formación de nuevos tejidos. En crustáceos el XOSG y el ganglio cerebral son el eje de control de los procesos reproductivos.

Los neuropéptidos que se expresan diferencialmente a través del ciclo de muda y que probablemente, juegan un papel en la regulación de la ecdisis de crustáceos, son: la carcikina, hormona-2 hiperglicémica y péptido cardioactivo de crustáceos.

Se han identificado por lo menos cinco hormonas peptídicas que regulan la actividad de ovario-sistema nervioso central (SNC): bursicona- $\alpha$  y  $\beta$ , hormona hiperglicémica de crustáceos (CHH), péptido insulínico (ILP) y péptido neuroparsina (NPLP). A continuación, se detalla la función de cada uno de estos péptidos:

- Bursicona- $\alpha$  (121 aminoácidos) y  $\beta$  (115 aminoácidos), regula la expresión de genes en el ganglio torácico y ovario, con mayor expresión en ovarios que en testículos. Regula el engrosamiento de la cutícula, la formación de hemocitos y estimula la vitelogénesis.
- CHH (22 aminoácidos), en el ovario actúa como regulador de la vitelogénesis. Como neuropéptido, en el XOSG inhibe la vitelogénesis en el ovario.

- ILP (conjunto de péptidos con diferente composición de aminoácidos), estimula la vitelogénesis y síntesis de ecdisteroides por el ovario.
- NPLP (78 aminoácidos), en ovario, también se expresa en el corazón, ganglio torácico e intestino. Incrementa la expresión del gen de vitelogenina, en hepatopáncreas y ovario. Se le considera como regulador de los procesos reproductivos de artrópodos.

Las tres familias de receptores de las hormonas del ovario son: G-proteínas, guanilil ciclasa y receptor insulínico (Oliphant *et al.*, 2018, Petriella y Boschi, 1997, Tsutsui *et al.*, 2020).

### ***Paralithodes camtschaticus*, modelo de estudio**

Cangrejo rojo gigante o centollo de Alaska, *Paralithodes camtschaticus*, habita en el Pacífico norte, Mar de Barents, Mar de Bering y en el Golfo de Alaska, debido a su sobre explotación, muchas poblaciones se han visto afectadas, así que, se han planteado estrategias para su captura sostenible (Dvoretzky y Dvoretzky 2018, Ivanov 2021). Sus adultos y juveniles han sido objeto de experimentación en fisiología y su respuesta ante cambios de temperatura y pH. Los resultados indicaron el papel importante de la temperatura en la expresión diferencial en los genes relacionados con los procesos cuticulares y de calcificación, por otra parte, son más sensibles al calentamiento que a la acidificación del océano (Stillman *et al.*, 2020).

Los péptidos endógenos antimicrobiales (AMPs) son factores de inmunidad

innata, que proporcionan protección contra las enfermedades, en todos los organismos multicelulares. La identificación y caracterización de los AMPs en *P. camtschaticus* fueron estudiados por Yakovlev *et al.* (2020), y en los extractos de hemocitos del cangrejo, también se detectaron péptidos antimicrobiales del grupo de proteínas ricas en cisteína, con efectos inhibitorios para bacterias marinas (Moe *et al.*, 2018).

### **Clasificación de Crustácea**

Arthropoda

Crustácea "crustáceos"

#### **Clase Branchiopoda**

##### **Orden Anostraca**

La *Artemia salina* es un crustáceo muy pequeño (17-18 mm), marino y constituye un buen alimento para especies de camarones y peces, por permanecer en estado de quiste latente por varios años, hasta presentar condiciones óptimas para eclosión, su tamaño muy pequeño de larva nauplio y, también de adulto, la llevaron a ser muy útil en acuicultura y a su cultivo intensivo, principalmente en España, Estados Unidos, y en América Latina, especialmente en México y Argentina (FAO, 2020).

En Colombia hay presencia de *Artemia* en Pozos colorados (Santa Marta, Magdalena), Galerazamba (Bolívar) y Manaure (La Guajira) (Eslava-Eljaiek *et al.*, 2011).

### **Orden Diplostraca o Cladocera**

***Daphia* sp. "pulga de agua."** (Fig. 6.36) Los principales órganos de locomoción son las segundas antenas, grandes y birrámeas, presentan cinco pares de pleópodos en forma de hoja que utilizan para filtrar el alimento, sistema circulatorio abierto con escasa hemoglobina, ojos fusionados. En la hembra la bolsa incubadora es grande y posterior al abdomen. Pueden reproducirse partenogénicamente.

#### **Clase Maxilopoda**

##### **Ostrácodos**

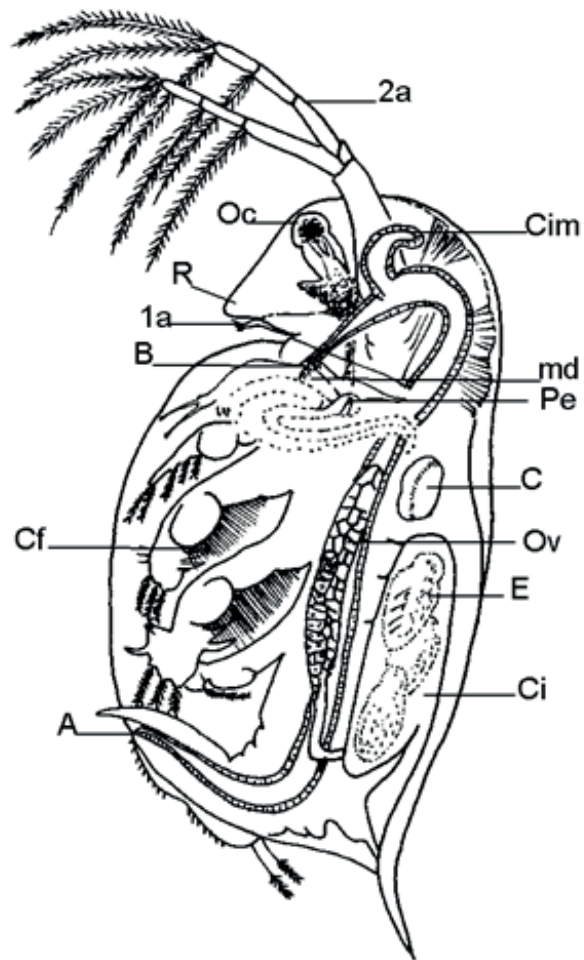
Los ostrácodos (Fig. 6.37), con su caparazón bivalvo transparente, parecen bivalvos diminutos (1 a 2 mm). Tienen un ojo mediano y siete pares de apéndices, incluyendo las grandes anténulas y antenas.

##### **Copépodos**

Los copépodos habitan en aguas dulces y salobres (Fig. 6.38). *Cyclops* tiene un ojo mediano cerca de la base del rostro, y largas antenas, modificadas en el macho. El cefalotórax lleva apéndices y el abdomen carece de estos. En la hembra, el sexto segmento torácico lleva grandes sacos ovígeros colgantes. El último segmento abdominal lleva un par de salientes caudales cubiertos con setas.

**Figura 6.36**

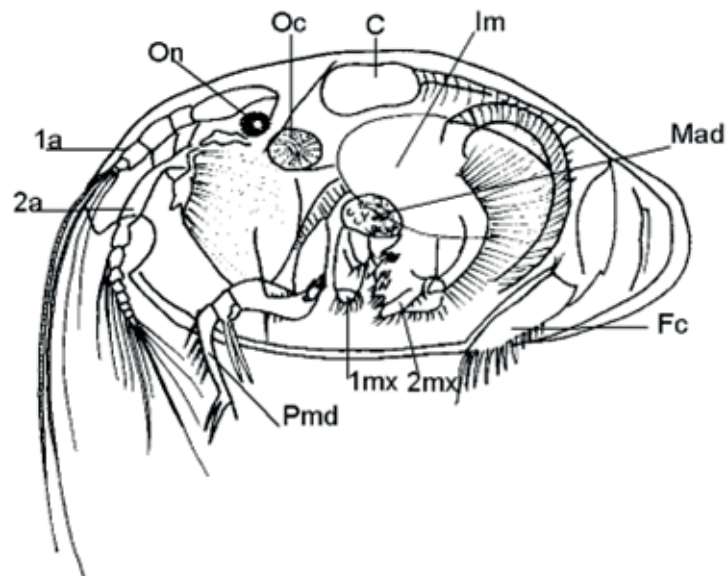
Esquema de las estructuras internas de la pulga de agua *Daphnia pulex*. A: ano, B: boca, C: corazón, Cf: cerdas filtrantes, Ci: cámara de incubación, Cim: ciego del intestino medio, E: embrión, Ep: epipodio, md: mandíbula, Oc: ojo compuesto, Ov: ovario, Pe: poro excretor, R: rostro, 1a: primera antena, 2a: segunda antena.



**Nota.** Redibujado de Barnes (1989).

**Figura 6.37**

Esquema de las estructuras externas del ostrácodo. C: corazón, Fc: furca caudal, Im: intestino medio, Mad: músculo aductor, Oc: ojo compuesto, On: ojo nauplio, Pmd: palpo mandibular, 1a: primera antena, 2a: segunda antena, 1mx: primera maxila, 2mx: segunda maxila.

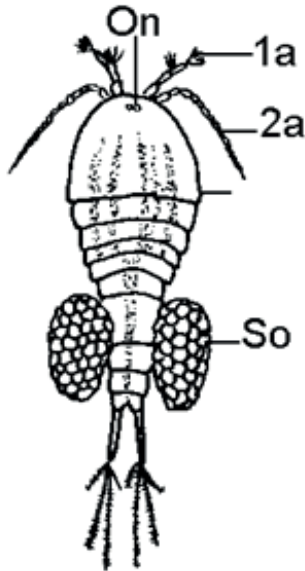


**Nota.** Redibujado de Barnes (1989).



**Figura 6.38**

Esquema de un copépodo. On: ojo nauplio, Sc: saco ovigero, 1a: primera antena, 2a: segunda antena.



**Nota.** Redibujado de Hickman y Hickman (1991).

### **Cirrípedos**

**Balanus** "Bellota de mar." (Fig. 6.39). *Balanus*, bellota de mar, son sésiles, tiene un armazón formado por seis piezas que rodean al animal, formando una estructura oval o piramidal con una abertura en la parte superior por donde salen seis pares de apéndices birrámeos que sirven para filtrar el alimento. Los percebes pedunculados, utilizados ampliamente en la gastronomía europea, también pertenecen a este grupo.

**Figura 6.39**

Cirrípedo *Balanus*, del Pacífico Neotropical.



### **Clase Malacostraca**

La clase Malacostraca agrupa tres subclases: Phyllocarida, Hoplocarida y Eumalacostraca, de las dos primeras subclases se aborda un orden por cada una, de la tercera subclase, se presentan cuatro órdenes.

### **Clase Malacostraca**

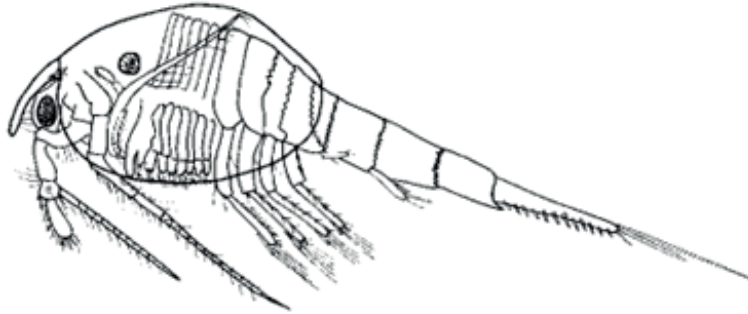
#### **Subclase Phyllocarida**

#### **Orden Leptostraca**

La subclase Phyllocarida sólo incluye los leptostráceos (Fig. 6.40), todos marinos y presentes desde el Cámbrico (ver Anexo 1), caracterizados por un caparazón bivalvo, con siete somitos abdominales, terminados en un telson, con ápice bifido (furca) (Moreira, 2015).

**Figura 6.40**

*Leptostráceo.*



**Nota.** Redibujado de Moreira (2015).

**Clase Malacostraca**

**Subclase Eumalacostraca**

**Superorden Eucarida**

**Orden Euphausiacea**

Krill, alimento de ballenas, tiburones ballena, mantas, pingüinos, focas, algunos peces y aves marinas e incluso para el humano.

**Clase Malacostraca**

**Subclase Eumalacostraca**

**Superorden Eucarida**

**Orden Decapoda (decápodos)**

Los decápodos, orden muy numeroso, conformado por camarones, cangrejos, jaibas, langostas y langostinos, muy apetecidos en la gastronomía. Su nombre deriva de los 10 pares de apéndices ambulatorios (Figs. 6.32 y 6.33). Algunos tienen hábitos gregarios formando enjambres o mangas. Su papel trófico es importante al ser presa de muchas especies de moluscos, peces y otros animales marinos, hay otros que son carroñeros permitiendo el reciclaje de materia orgánica (Zaixso y Boraso de Zaixso, 2015).

**Suborden Dendrobranchiata**

Peneidos Camarones, *Penaeus* "langostinos"

En el Pacífico de Colombia se encuentran los camarones (Puentes *et al.*, 2014):

*Litopenaeus occidentalis* "camarón blanco"

*Xiphopenaeus riveti* "camarón tití"

*Farfantepenaeus brevirostris* y *F. californiensis* "camarón rosado"

Otros camarones presentes en el Pacífico colombiano son:

*Trachypenaeus* spp. "camarón tigre"

*Potrachypene precipua* spp. "camarón pomada"

*Heterocarpus vicarious* "camarón cabezón"

En el Caribe se encuentran los camarones: *Xiphopenaeus kroyeri*, *Farfantepenaeus brasiliensis*, *F. subtilis*, *Litopenaeus schmitti* (camarón blanco), *Farfantepenaeus notialis* (camarón rosado).

Respecto a los camarones de aguas profundas, Barreto *et al.* (2019) considera las especies de camarón:

*Farfantepenaeus californiensis* (camarón café), profundidad hasta 180 m.

*F. brevis* (camarón rojo), profundidad entre 20-180 m. En el Pacífico las dos últimas especies se registraron en el 60% del desembarco de aguas profundas.

*Solenocerca agassizii* (camarón coliflor), profundidad entre 16-354 m.

### Suborden Pleocyemata

- **Infraorden Caridea** *Macrobrachium rosebergii* (camarón de agua dulce) (Fig. 6.41).

Cuerpo adaptado para la vida pelágica, con abdomen musculoso y pleópodos desarrollados, con telson y urópodos en forma de abanico que actúan como órgano de propulsión y desarrollo de esca-ma antenal para mantener el equilibrio.

### Figura 6.41

*Macruro.*



**Nota.** Redibujado de Hickman y Hickman (1991).

- **Infraorden Palinura** *Panulirus* “langosta” (Figs. 6.32 y 6.33) Adaptados a la vida bentónica (juvenil y adulto) y hábitos nocturnos de alimentación, con cuerpo cilíndrico, patas locomotoras bien desarrolladas y quelípodos grandes. Las langostas tienen hábitos nocturnos gregarios y realizan migraciones a diferentes profundidades, en época de reproducción a zonas de menor profundidad.

En el Caribe de Colombia se encuentra la especie *Panulirus argus* “langosta espino-sa” (Barreto *et al.*, 2019).

- **Infraorden Anomura**

*Pagurus* “cangrejo ermitaño” (Fig. 6.42) Habitan en conchas de caracoles, presentan abdomen blando, con pleópodos reducidos, y modificación del telson y urópodos, todas adaptaciones que le permiten acomodarse a la concha. En el Pacífico, especialmente en Tumaco, se le conoce como “churo” y se usa en la gastronomía.

### Figura 6.42

*Cangrejo ermitaño.*



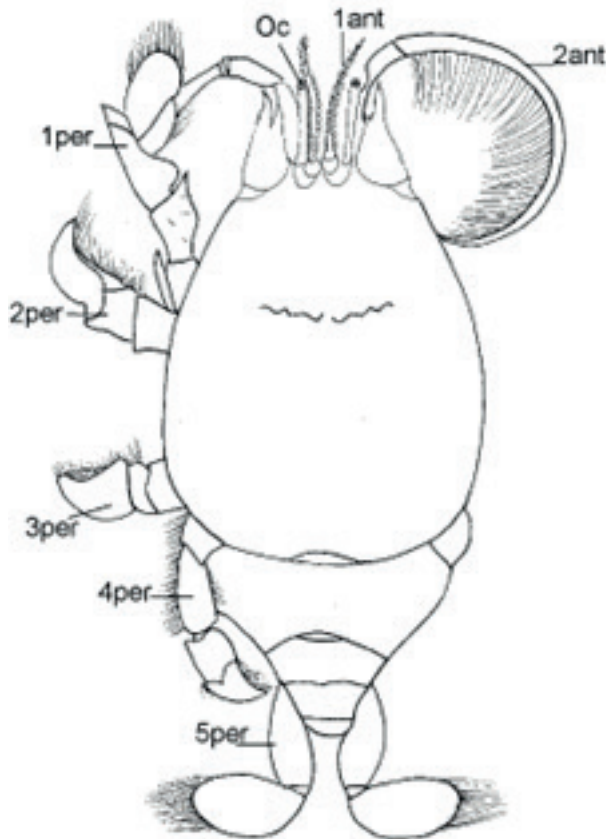
**Nota.** Redibujado de Hickman y Hickman (1991).

*Hippoideos Emerita* sp. “cangrejo topo” (Fig. 6.43) Habitan en las playas, con el abdomen abren un hueco en la arena y se entierran con rapidez asombrosa,

ocasionalmente sacan las antenas y si no detectan peligro salen. En el Pacífico de Colombia, especialmente en Tumaco, se conoce como "reculambai" y se usa en la gastronomía.

**Figura 6.43**

Cangrejo topo, "reculambai" del Pacífico Colombiano. Oc: ojo compuesto, 1ant: primera antena, 2ant: segunda antena, 1-5 per: primero a quinto pereopodo.



- **Infraorden Brachyura**

El abdomen permanece plegado en la parte ventral del cefalotórax (Fig. 6.44) y los pleópodos abdominales se adaptan en el caso de las hembras para incuba-

ción y oxigenación adecuada de los huevos, en el caso de los machos se visualiza un solo par adaptado para la transferencia de espermatozoides.

Algunos braquiuros muy conocidos son:

- *Cardiosoma guanhumi* "cangrejo azul de tierra" (ver más adelante cangrejos semiterrestres de importancia socio-económica en Colombia).
- *Cardiosoma crassum* "cangrejo azul"
- *Callinectes sapidus* "jaiba azul", *Callinectes bocourti* "jaiba roja", *Callinectes toxotes* "jaiba verde", *Callinectes arcuatus*.
- *Uca* "cangrejo violinista"

Grapsidae, *Grapsus* sp.

**Figura 6.44**

Braquiuro, cangrejo grápsido, Grapsidae, del Pacífico Neotropical.



**Clase Malacostraca**

**Subclase Eumalacostraca**

**Superorden Peracarida**

Incluye varios órdenes, pero los más diversos son: Anfípodos, Isópodos, Tanaidáceos y Cumáceos. La mayoría pequeños, largo del cuerpo 1-20 mm (Thiel y Hinojosa, 2009).

**Clase Malacostraca**

**Subclase Eumalacostraca**

**Superorden Peracarida**

**Orden Isopoda**

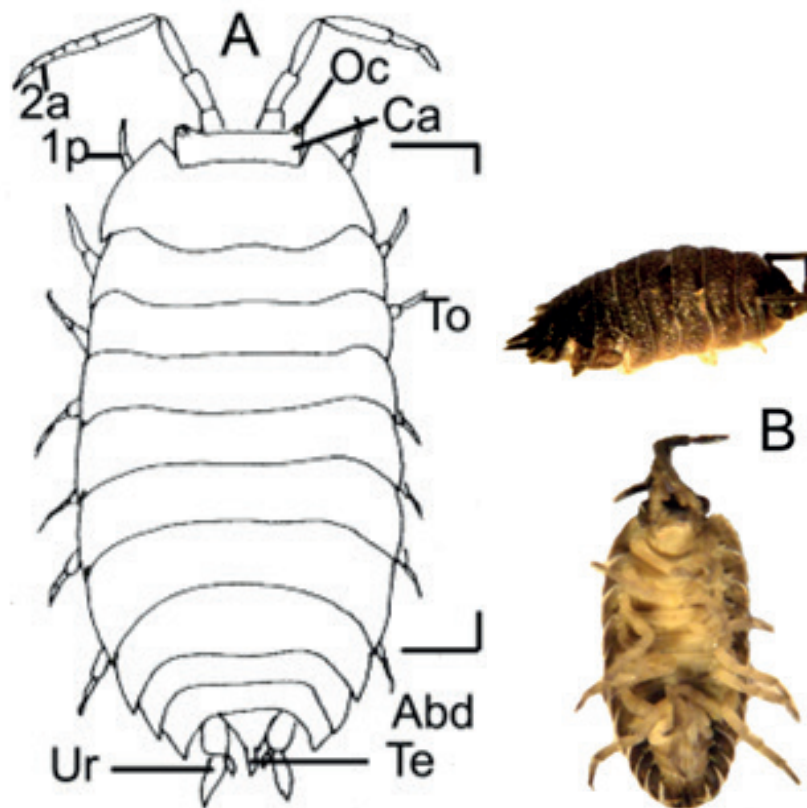
“Cochinillas de la humedad” (Fig. 6.45) Oniscidae, *Oniscus*

La segunda antena sobresale y es característico el presentar siete apéndices articulados que se desprenden de los siete segmentos del cefalotórax, relativamente iguales, de allí “isópodos”. Dos características especiales en ellos: 1) el poder de enrollarse cuando se sienten perturbados y, 2) la hembra que porta una bolsa con los huevos en su vientre hasta que eclosionan.

Conocidos como “marranitos” habitan en los jardines y prados. También hay isópodos dulceacuícolas y marinos, a menudo formando grandes agregaciones en las rocas cercanas a las costas del Pacífico Neotropical.

**Figura 6.45**

*Cochinilla de humedad, isópodo. A. Morfología externa. Abd, abdomen, Ca: cabeza, Oc: ojo compuesto, Te: telson, To: tórax, Ur: urópodo, 2a: segunda antena, 1p: primera pata. B. Vista lateral y ventral de una cichinilla recolectada en Pasto (Nariño, Colombia).*



**Nota.** A, redibujado de Barnes, (1989).

## **Clase Malacostraca**

### **Subclase Eumalacostraca**

#### **Superorden Peracarida**

##### **Orden Amphipoda**

“Camaroncillo de agua dulce” (Fig. 6.46)  
*Hyalella, Gammarus*

Los camaroncillos de agua dulce son muy comunes en lagos y aguas lénticas de los ecosistemas altoandinos.

## **Clase Malacostraca**

### **Subclase Eumalacostraca**

#### **Superorden Peracarida**

##### **Orden Tanaidacea**

Los tanaidaceos son muy pequeños, menos de 20 mm de largo, y habitan tanto en el océano como en agua dulce. Son considerados bioindicadores de contaminación ambiental y de zonas batimétricas (Sanz, 2015).

Morales-Núñez y Ardila (2019). Registraron el género *Tanaella* de la familia Tanaellidae, en el Caribe colombiano, en un rango de profundidad 1598 a 2821 m.

## **Clase Malacostraca**

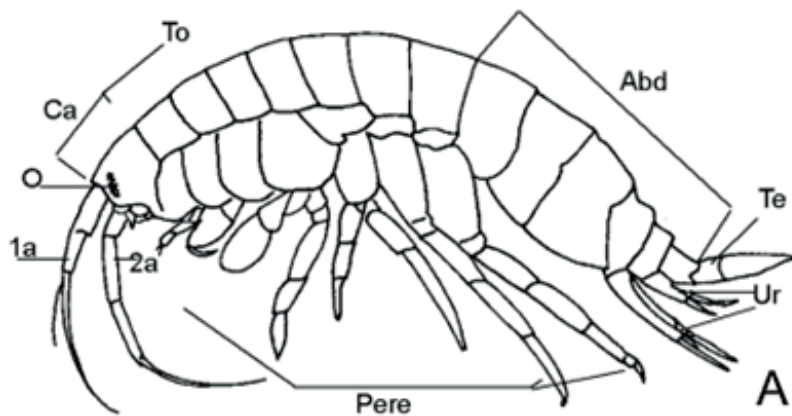
### **Subclase Hoplocarida**

#### **Orden Stomatopoda**

Los crustáceos estomatópodos, llamados también camarones mantis, esquilas, catalinas de mar, o galeras (Fig. 6.47), son todos marinos, depredadores de invertebrados: anélidos, moluscos (caracoles, almejas), otros crustáceos y peces. Una característica distintiva es el desarrollo del segundo par de patas torácicas (toracópodos o maxilípedos) adaptadas como patas raptoras. Hay algunas especies importantes desde el punto de vista gastronómico, principalmente en Europa y sudeste asiático (Salgado-Barragán y Hendrickx, 1986).

**Figura 6.46**

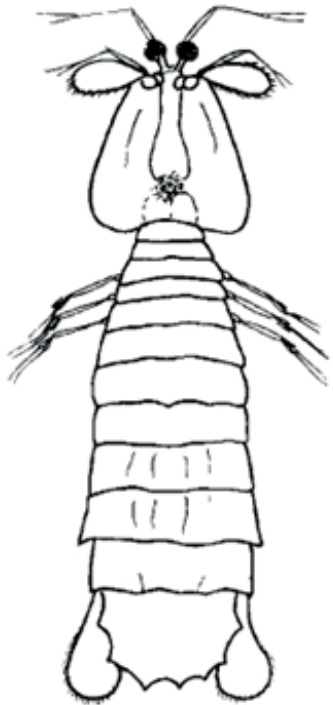
**A.** Anfípodo gammarídeo. *Abd*: abdomen, *Ca*: cabeza, *Pere*: pereiópodos, *Te*: telson, *To*: Tórax, *Ur*: urópodos 1a: primera antena, 2a: segunda antena. **B.** anfípodo de ecosistemas acuáticos altoandinos de Nariño (Colombia).



**Nota.** A, redibujado de Barnes (1989).

**Figura 6.47**

*Esquilla, estomatópodo.*



**Los ojos de las esquillas** están divididos en dos regiones periféricas, dorsal y ventral, y en su parte media presentan una banda de seis hileras de omatidios especializados. Las regiones periféricas contienen fotorreceptores de dos tipos, unos sensibles a la UV y otros a las longitudes de onda azul-verde, los de la banda media están especializados en visión policromática y polarizada. Sin embargo, algunas especies como *Squilla empusa*, tiene dos hileras de omatidios en su banda media, con visión monocromática. Es posible que esta diferencia constituya una adaptación a la excavación del fondo marino fangoso, de agua oscura y turbia, con poca disponibilidad de luz y caza nocturna. Por otra parte, la opsinas parecen brindar diferente funcionalidad que facultan a *S. empusa*, para mantener una visión estable tanto en diferentes momentos del día como en profundidades variables (Valdez-Lopez *et al.*, 2018).



## Cangrejos semiterrestres de importancia socio-económica en Colombia



Foto: Camilo Chaves

El cangrejo azul *Cardisoma crassum*, presenta un rango de distribución en el Pacífico, desde el sur de Baja California, hasta Piura en Perú. Habitan en los manglares. Existen programas de conservación en México, Ecuador y Perú. En el Golfo de Montijo de Panamá fueron estudiados por Vega et al. (2018), en Colombia hay registros a lo largo de la Costa Pacífica principalmente en Nuquí, Ensenada de Utría, Buenaventura, Cabo Manglares (Aguilar, 2019; Tabares-Berón, 2014). La época de reproducción comprende junio a agosto y las hembras también migran para depositar los huevos en el agua (Aguilar, 2019).

El cangrejo azul *Cardisoma guanhumi*, su rango de distribución esta entre el sureste de Florida (EUA) hasta Santa Catarina (Brasil), incluye el Caribe de México, Colombia y Venezuela; así como las islas del Caribe, Antillas (Cuba, Puerto Rico), Trinidad y Tobago; y Bermudas. En Colombia, se han realizado estudios sobre su crecimiento en las localidades del Parque Nacional Natural Tayrona y el Parque Isla Salamanca en el departamento del Magdalena. La especie es clasificada en estado de vulnerable; sin embargo, es conservada en estos parques naturales colombianos (Cardona et al., 2019). Por

otra parte, la pérdida de manglares en otras áreas costeras como en el Golfo de Urabá, puede afectar las poblaciones de este cangrejo (Arroyabe-Ricón et al., 2014). Corpouraba, entidad ambiental gubernamental, está adelantando gestión en varias poblaciones de esta área geográfica e incautando los cangrejos extraídos de forma ilegal (Corpouraba, 2014).



Cangrejo negro *Gecarcinus ruricula* endémico del Caribe, con distribución en buena parte de las Islas: del Cisne, Bahamas, Cuba, Dominica, Jamaica, Archipiélago de San Andrés, Providencia y Santa Catalina. Los adultos viven en el bosque seco tropical, con abundante cobertura vegetal y hojarasca, en época de reproducción migran al mar para desovar y pasar sus estadios de larva. Su expectativa de vida es de 20 años. Hay medidas de protección para este cangrejo durante los meses de abril y julio, cuando inician su migración nocturna anual en Providencia (SIC, 2019).

## Jaiba del Pacífico de importancia socio-económica en Colombia



Jaiba verde *Callinectes toxotes*, su rango de distribución va desde Baja California hasta el río Tumbes, Perú. En Colombia hay registros en Ensenada de Utría, Bahía Málaga, bocana del río Iscuandé, y Tumaco. Cuenta con medidas de regulación en Colombia a través de la Resolución N. 000403 del 25 de octubre del 2018, de la Autoridad Nacional de Pesca y Acuicultura (Aguilar, 2019).

## Sabías que

La camaronicultura es el cultivo de camarones y representa una fuente de alimentación de origen animal con importante valor económico (Varela-Mejias y Varela-Moraga, 2019).

La cría de camarones está dominada por las especies de camarón blanco: *Litopenaeus vannamei* y el camarón tigre: *Penaeus monodon* (Benzie, 2009).

El cangrejo japonés *Macrocheira ginzanensis* es el más grande del mundo, con una envergadura de 4 m; habita en el Océano Pacífico en las costas de Japón (AZA, 2014).

El artrópodo terrestre más grande del mundo es el cangrejo ermitaño *Birgus latro*, con largo del cuerpo mayor a 50 cm, vive en madrigueras en el suelo que cava con sus patas, y se alimenta de coco que abre con sus fuertes quelípodos. Habita en las Islas del Océano Indico hasta el Pacífico central. Presenta evolución convergente con la de los insectos del sentido del olfato (Stensmyr et al., 2005).

*Emerita analoga* componente del macrozoobentos arenoso marino, es un bioindicador de importancia ecotoxicológica de ambientes marinos (Iannacone-Oliver y Alvariño-Florez, 2003).

El exoesqueleto de squilla provee el quitosano para síntesis de nanopartículas de oro con actividad antimicrobiana, frente a patógenos fúngicos y también con efecto citotóxico en células cancerígenas MCF-7 (Kalaivani et al., 2020).

Efectos transgeneracionales del fármaco simvastatina en el anfípodo *Gammarus locusta*; con implicaciones en el riesgo y peligro que presenta, en la dirección de vías metabólicas clave, muy conservadas en los metazoos (Neuparth et al., 2020a, b).

Efecto de las redes de arrastre de camarón en las comunidades de crustáceos del Pacífico mexicano (Tirado-Ibarra et al., 2020).

Proteínas relacionadas con el sistema inmune del cangrejo de río *Procambarus clarkii* (Calderón-Rosete, 2018).

El camarón blanco del Pacífico *Litopenaeus vannamei* presenta un genoma de 1.66 Gb, con 25596 genes que codifican proteínas y un 23,93% de secuencias simples repetidas; la expansión de genes de la visión (42 genes de opsinas) y la locomoción (rápida conducción nerviosa y contracción muscular) se relacionó con su adaptación a la zona béntica (Zhang et al., 2019).

## Ejercicio

1. Redibuje el esquema de las estructuras externas de la langosta y en frente de cada apéndice anotar la función.
2. Con base en el punto anterior llena la tabla.

<i>Función</i>	<i>Apéndices que desarrollan esta función</i>
<i>Alimentación</i>	
<i>Locomoción o marcha</i>	
<i>Reproducción</i>	

3. Como se ha expuesto, la inmensa mayoría de los crustáceos son marinos y sus sistemas, así como sus estructuras principales, están adaptados para permanecer en este ambiente. Tomando en cuenta esto, elabore un mapa conceptual haciendo énfasis en la langosta, sobre las funciones de nutrición, modo de locomoción o desplazamiento, órganos de los sentidos más desarrollados y reproducción, incluyendo los sistemas y órganos más importantes para el desarrollo de estas funciones.
4. ¿Cuáles son los estados larvarios más conocidos en los crustáceos? Describa la larva nauplio.
5. Elabore una tabla con los crustáceos aquí ilustrados y su nivel taxonómico más conocido, en ella, coloque en la primera columna el nombre común y, en la segunda el nivel taxonómico (clase, orden, familia, género).
6. Escriba un ensayo sobre la importancia de los crustáceos como fuente alimenticia y económica para Sudamérica.

## Lecturas recomendadas

- Invertebrados marinos de importancia comercial en la costa Pacífica de Colombia (Díaz *et al.*, 2014)
- Decápodos del Pacífico colombiano (Lemaitre y Alvarez-León, 1992)
- Cangrejos ermitaños del Caribe de Colombia (Merchán-Cepeda *et al.*, 2009)
- Crustáceos de profundidad de importancia económica en el Caribe de Colombia (Rodríguez *et al.*, 2012)
- Medidas de conservación para piangua, cangrejo azul y jaiba del manglar del Pacífico del departamento de Nariño (Aguilar, 2019)
- Malformaciones de cangrejos asociados probablemente a descargas en el río Sinú con metales pesados en el Caribe de Colombia (Campos-Campos *et al.*, 2015)
- Reproducción de camarón rosado del Caribe de Colombia (Páramo *et al.*, 2014)
- Aspectos biológicos del camarón *Heterocarpus vicarius* en el Pacífico de Colombia (Pedraza-García *et al.*, 2012)
- Copépodo marino *Oithona similis* y la expresión diferencial alélica en sus poblaciones (Laso-Jadart *et al.*, 2020)
- Adaptación del cirrípedo *Glyptelasma gigas* en aguas profundas y su evidencia genómica (Gan *et al.*, 2020)
- Análisis filogenómico de los crustáceos decápodos (Wolfe *et al.*, 2019)
- Copépodo *Eurytemora affinis*, habita tanto en agua dulce como salobre, su tolerancia y expansión del rango geográfico, se relaciona con su adaptación genómica (Stern & Lee, 2020).
- Divergencia genómica de cuatro especies de crustáceos decápodos asociados a diferentes ecotipos climáticos marinos (Emami-Khoyi *et al.*, 2020).
- *Sacculina beauforti* cirrípedo parásito del cangrejo decápodo *Scylla olivacea*, estos parásitos inducen cambios fisiológicos y etológicos en sus hospederos (Waiho *et al.*, 2020).

## Bibliografía

- Aguilar, A. (2019). Medidas de manejo comunitario para la conservación y aprovechamiento sostenible de los recursos pesqueros no ícticos, piangua, cangrejo azul y jaiba, asociados al manglar, en el consejo comunitario Bajo Mira y frontera, región Cabo Manglares, Nariño. (Trabajo de grado, Universidad Autónoma de Occidente, Facultad de Ciencias Básicas, Programa Administración Ambiental, Departamento de Ciencias Ambientales) Cali, Colombia. 102p.
- Arroyabe-Ricón, A., Amortegui-Torres, V., Blanco-Libreros, J.F. y Taborda-Marín, A. (2014). Efecto de borde sobre la población del cangrejo azul *Cardisoma guanhumi* (Decapoda: Gecarcinidae) en el manglar de la bahía El Uno, golfo de Urabá (Colombia): una aproximación a su captura artesanal. *Actualidades Biológicas*, 36(100), 47-57.
- Association of Zoos and Aquariums (AZA). (2014). Japanese spider crab care Manual. Silver Spring, Aquatic Invertebrate taxon Advisory Group and AZA Animal Welfare Committee. 60p.
- Barnes, R. (1989). *Zoología de los invertebrados*. Interamericana.
- Barreto, R.C.G., Rueda-Hernández, M. y Zapata-Padilla, L. (2019). Documento Técnico de Cuotas 2019. Propuesta presentada al Comité Ejecutivo para la Pesca. Autoridad Nacional de Acuicultura y Pesca (AUNAP). Dirección Técnica de Inspección y Vigilancia. Miniagricultura. 226 p.
- Benzie, J.A.H. (2009). Use and exchange of genetic resources of penaeid shrimps for food and aquaculture. *Reviews in Aquaculture*, 1(3-4), 232-250. <https://doi.org/10.1111/j.1753-5131.2009.01018.x>
- Brusca, R.C. y Brusca, G.J. (2005). *Invertebrados* (2.ª ed.). McGraw-Hill-Interamericana.
- Buchsbaum, R. (1938). *Animals without backbones. An introduction to the invertebrates*. The University of Chicago.
- Calderón-Rosete, G., González-Barrios, J.A., Lara-Lozano, M., Piña-Leyva, C. & Rodríguez-Sosa L. (2018). Transcriptional identification of related proteins in the Immune system of the crayfish *Procambarus clarkii*. *High-Throughput*, 7(3), 26. <https://doi.org/10.3390/ht7030026>
- Campos-Campos, N.H., Dueñas-Ramírez, P.R. y Genes, N. (2015). Malformación de cangrejos de la superfamilia Xanthioidea (Crustacea: Brachyura) en la bahía de Cispatá (Córdoba, Colombia). *Revista de la Academia Colombiana de Ciencias Exactas Físicas y Naturales*, 39(150), 91-99.
- Cardona, L., Campos, N.H. y Hernández-Rolón, E. (2019). Parámetros de crecimiento de *Cardisoma guanhumi* en el departamento del Magdalena, Colombia. *Boletín de Investigaciones Marinas y Costeras*, 48(1), 27-41. <https://doi.org/10.25268/bimc.invemar.2019.48.1.755>
- Cervigon, F., Cipriani, R., Fisher, W., Garibaldi, L., Hendrickx, M., Lemus, A.J., Marquez, R., Poutiers, J.M., Robaina, G. y Rodríguez, B. (1992). *Guía de Campo de las especies comerciales marinas y de aguas salobres de la Costa septentrional de Sur América*. Roma, Italia. Organización de las Naciones Unidas para la agricultura y la alimentación.
- Corporación para el desarrollo sostenible del Urabá (Corpouraba). (2014). *El Cangrejo azul*. Afiche.

- Díaz, J.M., Melo, G., Posada, J.M., Piedra, A. y Ross, E. (2014). Guía de identificación: Invertebrados marinos de importancia comercial en la costa Pacífica de Colombia. San José, Costa Rica. Fundación Mar-Viva. 102 pp.
- Dvoretzky, A. & Dvoretzky, V. (2018). Red King crab (*Paralithodes camtschaticus*) fisheries in Russian waters: historical review and present status. *Reviews in fish biology and fisheries*, 28(2), 331-353. <https://doi.org/10.1007/s11160-017-9510-1>
- Emami-Khoyi, A., Knapp, I.S., Monsanto, D.M., van Vuuren, B.J., Toonen, R.J. & Teske, P.R. (2020). Genomic divergence and differential gene expression between crustacean ecotypes across a marine thermal gradient. *BioRxiv*. <https://doi.org/10.1101/2020.09.04.282517>
- Eslava-Eljaiek, P., Wedler, E. y Serna-Macias, D. (2011). Caracterización y criterios de eclosión de quistes de *Artemia* sp. en la salina de Pozos Colorados (Santa Marta, Colombia). *Revista Intrópica*, 6, 101-108.
- Ivanov, P.Y. (2021). The current status of the red King crab (*Paralithodes camtschaticus*) stock and fishery off western Kamchatka. *Russian Journal of Marine Biology*. <https://doi.org/10.1134/s1063074020070032>
- García, J.E. y Ramírez, A.M. (2015). Clase Malacostraca Orden Decapoda. *Revista IDE@-SEA, España*, 80, 1-17.
- Gan, Z., Yuan, J., Liu, X., Dong, D., Li, F. & Li, X. (2020). Comparative transcriptomic analysis of deep- and shallow-water barnacle species (Cirripedia, Poecilasma-tidae) provides insights into deep-sea adaptation of sessile crustaceans. *BMC Genomics*, 21(240), 1-13. <https://doi.org/10.1186/s12864-020-6642-9>
- Hermoso-Salazar, M., Arvizu-Coyotzi, K. y Ayón-Parente, M. (2019). Riqueza de especies de crustáceos malacostracos de los sistemas arrecifales Lobos-Tuxpan y Veracruzano. En A. Granados-Barba, L. Ortiz-Lozano C, González-Gándara, D. Salas-Monreal (Eds.). *Estudios Científicos en el Corredor Arrecifal del Suroeste del Golfo de México*. (pp. 113-138). Universidad Autónoma de Campeche. 376 p. <https://doi.org/10.26359/epomex0319>
- Hickman, F. y Hickman, C. (1991). *Zoología Manual de Laboratorio*. Interamericana McGraw-Hill.
- Iannacone-Oliver, J.A. y Alvariño-Florez, L. (2003). Efecto ecotoxicológico agudo del mercurio sobre larvas del “muy muy” *Emerita análoga* (Stimpson) (Decapoda: Hippidae) procedentes de cuatro localidades de Lima. *Ecología aplicada*, 2(1), 111-115.
- Kalaivani, R., Maruthupandy, M., Muneeswaran, T., Singh, M., Sureshkumar, S., Anand, M., Ramakritinan, CM., Quero, F. & Kumaraguru, A.K. (2020). Chitosan mediated gold nanoparticles against pathogenic bacteria, fungal strains and MCF-7 cancer cells. *International Journal of Biological Macromolecules* 146, 560-568. <https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2020.01.037>
- Laso-Jadart, R., Sugier, K., Petit, E., Labadie, K., Peterlongo, P., Ambroise, C., Wincker, P., Jamet, J-L., & Madoui, M.A. (2020). Investigating population-scale allelic differential expression in wild populations of *Oithona similis* (Cyclopoida, Calus, 1866). *Ecology and Evolution*, 10, 8894-8905. <https://doi.org/10.1002/ece3.6588>



- Lemaitre, R. y Alvarez-León, R. (1992). Crustáceos Decapodos del Pacífico colombiano: Lista de especies y consideraciones zoogeográficas. *Boletín de investigaciones Marinas y Costeras INVEMAR*, 21(1), 33-76.
- Li, Y., Zhou, F., Huang, J., Yang, L., Jiang, S., Yang, Q. & Jiang, S. (2020). Transcriptome and miRNA profiles of black tiger shrimp, *Penaeus monodon*, Under different salinity conditions. *Frontiers in Marine Science*. <https://doi.org/10.3389/fmars.2020.579381>
- Merchán-Cepeda, A., Campos, N.H., Franco, A. y Bermúdez, A. (2009). Distribución y datos biológicos de los cangrejos ermitaños (Decapoda: Anomura) del Mar Caribe Colombiano colectados por la expedición invemar-macrofauna II. *Boletín de investigaciones Marinas y Costeras INVEMAR*, 38(1), 121-142.
- Moe, M.K., Haug, T., Sydnes, M.O., Sperstad, S.V., Li, C., Vaagsfjord, L.C., De la Vega, E. & Stensvåg, K. (2018). Paralithocins, antimicrobial peptides with unusual disulfide connectivity from the red king crab, *Paralithodes camtschaticus*. *Journal of Natural Products*, 81(1), 140-150. <https://doi.org/10.1021/acs.jnatprod.7b00780>
- Morales-Núñez, AG. y Ardila, NE. (2019). Primer reporte de la familia Tanaellidae Larsen & Wilson, 2002 (Crustacea: Tanaidacea: Tanaidomorpha) en aguas del mar Caribe colombiano. *Asociación Colombiana de Zoología. Reconciliarte con la biodiversidad, un acto de paz. Libro de resúmenes. V Congreso Colombiano de Zoología. Asociación Colombiana de Zoología*. <https://www.congresocolombianodezoologia.org/www.aczcolombia.org>
- Moreira, J. (2015). Orden Leptostraca. *Revista IDEA@-SEA*, 83, 1-711.
- Neuparth, T., Machado, AM., Montes, R., Rodil, R., Barros, S., Alves, N., Ruivo, R., Castro, L.F.C., Quintana, J.B. & Santos, M.M. (2020a). Transcriptomic data on the transgenerational exposure of the keystone amphipod *Gammarus locusta* to simvastatin. *ScienceDirect*, 32, 106248. <https://doi.org/10.1016/j.dib.2020.106248>
- Neuparth, T., Machado, AM., Montes, R., Rodil, R., Barros, S., Alves, N., Ruivo, R., Castro, L.F.C., Quintana, J.B. & Santos, M.M. (2020b). Transgenerational inheritance of chemical-induced signature: A case study with simvastatin. *ScienceDirect*, 1442, 106020. <https://doi.org/10.1016/j.envint.2020.106020>
- Oliphant, A., Alexander, J.L., Swain, M., Webster, S. & Wilcockson, D.C. (2018). Transcriptomic analysis of crustacean neuropeptide signaling during the moult cycle in the Green shore crab, *Carcinus maenas*. *BMC Genomics*, 19(1). <https://doi.org/10.1186/s12864-018-5057-3>.
- Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura (FAO). (2020). IV Cultivo de *Artemia salina*. <https://www.fao.org>
- Páramo, J., Pérez, D. y Wolff, M. (2014). Reproducción del camarón rosado *Farfantepenaeus notialis* (Decapoda: Penaeidae) en el Caribe colombiano. *Revista de Biología Tropical*, 62(2), 513-521.
- Pedraza-García, M., Díaz-Ochoa J.A. & Cubillos, L.A. (2012). Growth, maturity, and size-at-age variation of the bigheaded shrimp *Heterocarpus vicarious* (Decapoda, Pandalidae) in the Eastern Tropical Pacific off Colombia. *Crustaceana*, 85(6),

635-658.

Petriella, A.M. y Boschi, E.E. (1997). Crecimiento en crustáceos decápodos: resultados de investigaciones realizadas en Argentina. *Investigaciones Marinas Valparaíso*, 25, 135-157.

Puentes, V., Escobar, F.D., Polo, C.J. y Alonso, J.C. (Eds.). (2014). Estado de los principales recursos pesqueros de Colombia. Serie Recursos Pequeros de Colombia-AUNAP. Oficina de Generación del Conocimiento y la Información, Autoridad Nacional de Acuicultura y Pesca-AUNAP. 244p.

Rodríguez, E., Ardila, G. y Paramo, J. (2012). Relaciones morfométricas de crustáceos de profundidad de importancia comercial en el Mar Caribe colombiano. *Boletín Científico Centro de Museos Museo de Historia Natural*, 16(2), 236-245.

Salgado-Barragán, J. y Hendrickx, M.E. (1986). Los estomatópodos (Crustacea: Hoplocarida) del Pacífico mexicano. Contribución No. 601 del Instituto de Ciencias del Mar y Limnología, UNAM.

Sanz, MC. (2015). Clase Malacostraca Orden Tanaidacea. *Revista IDE@-SEA*, 85, 1-11.

Stensmyr, M.C., Erlands, S., Hallberg, E., Wallén, R., Greenaway, P. & Hansson, B.S. (2005). Insect-like olfactory adaptations in the terrestrial giant robber crab. *Current Biology*, 15(2), 116-121. <https://doi.org/10.1016/j.cub.2004.12.069>

Stern, D.B. & Lee, C.E. (2020). Evolutionary origins of genomic adaptations in an invasive copepod. *Nature Ecology & Evolution*. <https://doi.org/10.1038/s41559-020-1201-y>

Stillman, J., Fay, S.A., Ahmad, S.M., Swiney, K. & Foy, R.J. (2020). Transcriptomic

response to decreased pH in adult, larval and juvenile red king crab, *Paralithodes camtschaticus*, and interactive effects of pH and temperature on juveniles. *Journal of the Marine Biological Association of the United Kingdom*, 100(2), 251-265. <https://doi.org/10.1017/S002531541900119X>

Superintendencia de Industria y Comercio (SIC). (2019). Resolución N. 38132 del 21 de agosto de 2019. Bogotá D.C.

Tabares-Berón, P.A. (2014). Efecto de la proteína en la tasa de crecimiento del cangrejo azul (*Cardiosoma crassum*). *Revista Científica Sabia*, 1(3), 87-95.

Thiel, M. y Hinojosa, I. (2009). Peracarida-Anfípodos, Isópodos, Tanaidáceos & Cumáceos. Fauna Marina Bentónica de la Patagonia Chilena: guía de identificación ilustrada. Santiago de Chile. 672-738.

Tirado-Ibarra, J.J., Jimenez-Gutierrez, S., Acuña-Carvajal, C., Muñoz-García, I., Martínez-Perez, F., Rodríguez-Dominguez, G., Perez-Gonzalez, R. & Jimenez-Gutierrez, L.R. (2020). Crustaceans from shrimp by-catch from the southeastern Gulf of California to the southeastern Mexican Pacific: implications in their community structure and reproduction. *Crustaceana*, 93(1), 89-109. <https://doi.org/10.1163/15685403-00003961>

Tsutsui, N., Kobayashi, Y., Izumikawa, K. & Tatsuya, S. (2020). Transcriptomic analysis of the kuruma prawn *Marsupenaeus japonicus* reveals possible peripheral regulation of the ovary. *Frontiers in Endocrinology*, 11, 541. <https://doi.org/10.3389/fendo.2020.00541>

Valdez-Lopez, J., Donohue, MW., Bok, MJ., Wolf, J., Cronin, TW. & Porter, ML. (2018). Sequence, structure, and expression of opsins in the monochromatic stomato-

- pod *Squilla empusa*. *Integrative & Comparative Biology*, 56(3), 386-397. <https://doi.org/10.1093/icb/icy007>
- Varela-Mejias, A. y Varela-Moraga, T. (2019). La camaronicultura como fuente sustentable de alimentos de origen animal, logros, retos y oportunidades. *Revista Ecología y Desarrollo Sostenible*, 1, 1-12.
- Vega, F. y Bermudez, H.D. (2013). El registro fósil de crustáceos decápodos en Colombia: Un panorama general. XIV Congreso Colombiano de Geología. Primer simposio de Exploradores.
- Vega, A.J., Mena, C. y Robles, Y.A. (2018). Pesca artesanal de *Cardisoma crassum* (Cangrejo) y *Ucides occidentalis* (Mangote) en el sector nororiental del Golfo de Montijo, Pacífico de Panamá. *Tecnociencia*, 20(2), 5-22.
- Waiho, K., Fazhan, H., Zhang, Y., Afiqah-Aleng, N., Moh, J.H.Z., Ikhwanuddin, M., Hassan, M., Norainy, M.H. & Ma, H. (2020). Gonadal transcriptomic analysis of the mud crab *Scylla olivacea* infected with rhizocephalan parasite *Sacculina beauforti*. *Genomics*, 112(5), 2959-2969. <https://doi.org/10.1016/j.ygeno.2020.05.007>
- Wolfe, J.M., Breinholt, J.W., Crandall, K.A., Lemmon, A.R., Lemmon, E.M., Timm, L.E., Siddall, M.E. & Bracken-Grissom, H.D. (2019). A phylogenomic framework, evolutionary timeline and genomic resources for comparative studies of decapod crustaceans. *Proceedings of the Royal Society B*, 286, 1-10. <https://doi.org/10.1098/rspb.2019.0079>
- Yakovlev, I.A., Lysøe, E., Heldal, I., Steen, H., Hagen, S.B. & Clarke, J.L. (2020). Transcriptome profiling and in silico detection of the antimicrobial peptides of red King crab *Paralithodes camtschaticus*. *Scientific reports*, 10, 12679. <https://doi.org/10.1038/s41598-020-69126-4>
- Zaixso, H.E. y Boraso de Zaixso A. (2015). Recursos biológicos bentónicos: la Zona Costera Patagónica Argentina (1.ª ed.). Comodoro Rivadavia. Universidad de la Patagonia (EDUPA).
- Zhang, X., Yuan, J., Sun, Y., Li, S., Gao, Y., Yu, Y., Liu, C., Wang, Q., Lv, X., Zhang, X., Ma, K.Y., Wang, X., Lin, W., Wang, L., Zhu, X., Zhang, C., Zhang, J., Jin, S., Yu, K., Kong, J., ...Xiang, J. (2019). Penaeid shrimp genome provides insights into benthic adaptation and frequent molting. *Nature Communications*, 10, 356. <https://doi.org/10.1038/s41467-018-08197-4>

## 6.6 Insecta

### Competencias:

- Identifica las principales características morfológicas de los insectos.
- Clasifica los insectos, dependiendo del orden al que pertenezca.

### Importancia

Los insectos mantienen el equilibrio natural de los ecosistemas terrestres, desde que coevolucionaron con las angiospermas, iniciaron su interacción para facilitar la polinización (Fig. 6.48). Además, proveen bienes y servicios a otros seres vivos, como servir de alimento (entomofagia), proporcionar miel, seda, cera, entre otros al humano, coadyuvar con la descomposición de la materia orgánica (moscas, coleópteros estercoleros). Se utilizan como indicadores del grado de descomposición de cadáveres (entomología forense), contribuyen al control biológico de otros insectos e invertebrados transmisores de enfermedades como parásitos de otros organismos, facilitando el control las poblaciones de estas especies (FAO, 2020). Son fuente para la extracción de biopolímeros tales como la quitina y quitosano con aplicaciones en la agricultura, medicina, cosméticos y biosensores (Lárez, 2006, Villada *et al.*, 2007). También son fuente de inspiración de la biomimesis o biomimética (Boulloussa, 2011).

Por otra parte, las ciencias ómicas se ha desarrollado teniendo en cuenta varios

modelos de invertebrados, y en insectos, el mejor conocido es la mosca de la fruta, *Drosophila melanogaster*, por esta razón, al final de esta sección se presenta un suplemento informativo, donde se destaca este díptero, como modelo de estudio. Además, se incluye una selección muy corta, de investigaciones sobre insectos relacionados con temáticas tales como, ecología, fisiología y genómica.

### Figura 6.48

*Abeja libando en flor papilionácea.*



### Morfología externa e interna de insectos

Basada en la morfología de un saltamontes, ortóptero, se presentan las estructuras externas (Tabla 6.12) e internas (Tabla 6.13) de los **tagmas**: cabeza, tórax y abdomen (Fig. 6.49). También se presenta la morfología externa de un hemíptero (Figs. 6.50 y 6.51).

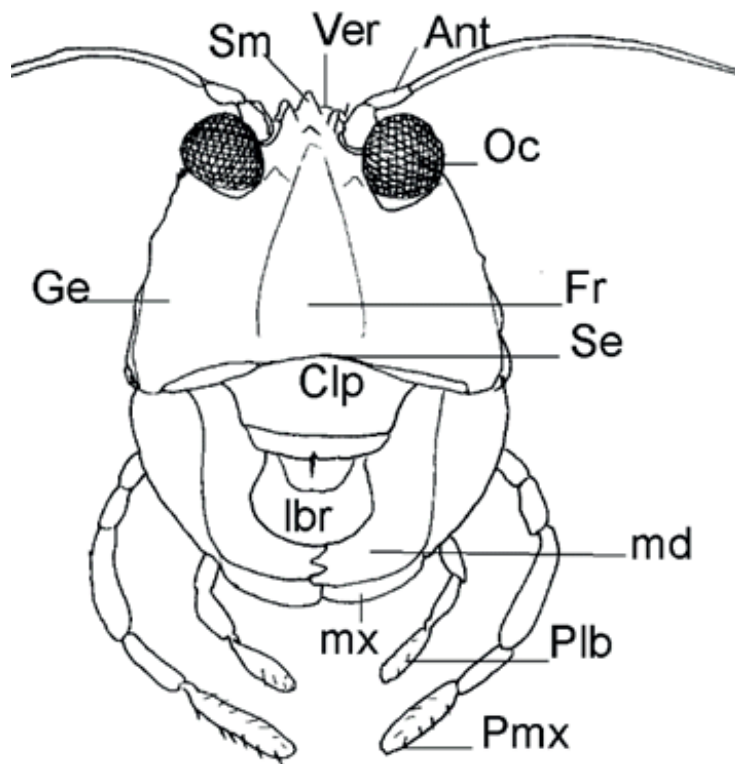
**Tabla 6.12**

*Estructuras externas de un insecto ortóptero, con las regiones del cuerpo (tagma), apéndices asociados y función de los apéndices. C: cabeza, T: tórax y A: abdomen, md: mandíbulas, mx: maxilas, lb: labio.*

<b>Tagma</b>	<b>Posición</b>	<b>Apéndices asociados o estructuras importantes</b>	<b>Función</b>
C	Anterior de la cabeza (Fig. 6.49)	Un par de antenas	Olfato, tacto
C	Anterior de la cabeza (Fig. 6.49)	Un par de ojos compuestos, algunos con ocelos	Ojos compuestos: visión en mosaico
C	Asociadas a la boca (Fig. 6.49)	Un par de mandíbulas, un par de maxilas, labio (uno)	md y mx: mueven y sujetan y trituran el alimento/mx y lb: con palpos sensitivos
T	Protórax (Figs. 6.49-6.51)	Primer par de patas	Patas caminadoras
T	Mesotórax (Figs. 6.49-6.51)	Segundo par de patas o patas medias o mesotorácicas, origen primer par de alas o alas anteriores o alas mesotorácicas	Patas caminadoras, alas para volar
T	Metatórax (Figs. 6.49-6.51)	Tercer par de patas o patas posteriores o metatorácicas, origen segundo par de alas o alas posteriores o alas metatorácicas	Patas caminadoras, alas para volar
A	Ventro-apical del abdomen (Fig. 6.49)	Hembras con ovipositor	Depositar los huevos

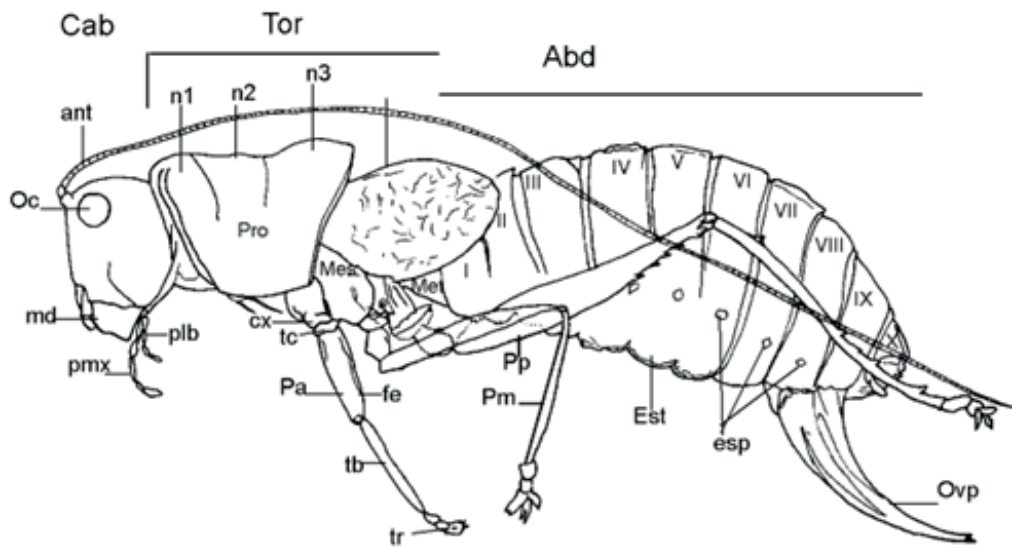
**Figura 6.49**

*Liparoscella modesta* (Bruner), **A.** cabeza de la hembra, vista ventral. Ant: antena, Clp: clipeo, Fr: frente, Ge: gena, lbr: labro, md: mandíbula, mx: maxila, Oc: ojo compuesto, Pmx: palpo maxilar, Plb: palpo labial, Se: sutura epistomal, Sm: saliente media, Ver: vértex.



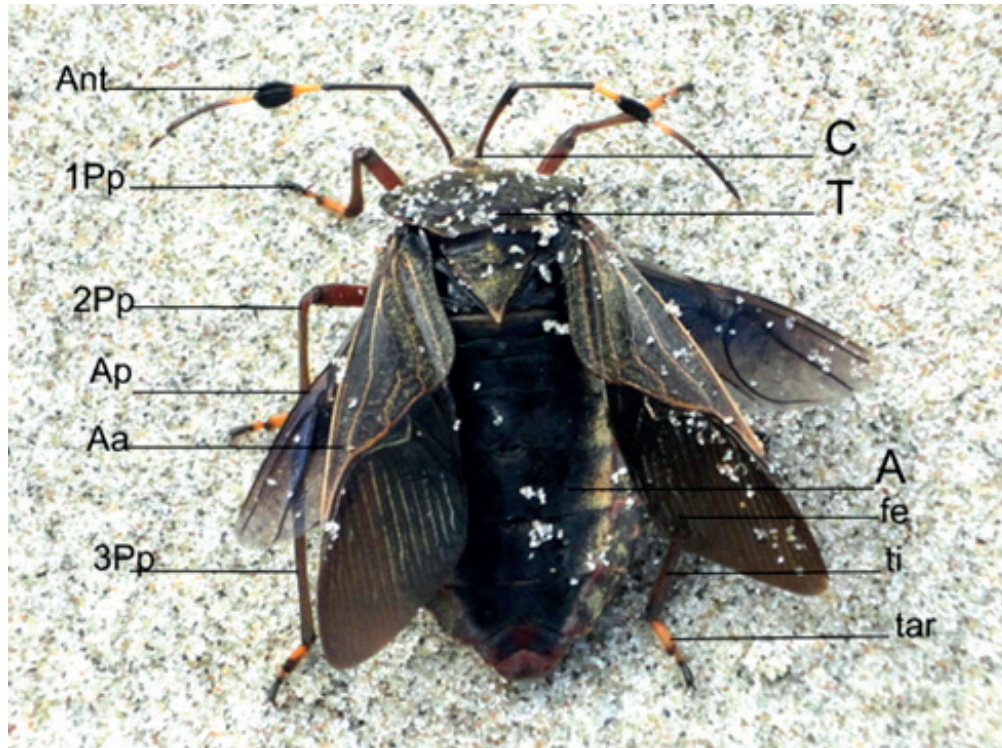
**Figura 6.49**

**B.** Hembra, vista lateral. Abd: abdomen, ant: antena, Ca: cabeza, cx: coxa, esp: espiráculo, Est: esterno, fe: fémur, md: mandíbula, Mes: mesotórax, Met: metatórax, n1: noto 1, n2: noto 2, n3: noto 3, Oc: ojo compuesto, Ovp: ovipositor, Pa: pata anterior o protorácica, plb: palpo labial, Pm: pata media o mesotorácica, Pmx: palpo maxilar, Pp: pata posterior o metatorácica, Pro: protórax, tb: tibia, tc: trocánter, Tor: tórax, tr: tarso.



**Figura 6.50**

Hemíptero, Coreidae, vista dorsal. A: Abdomen, Aa: ala anterior, Ant: antena, Ap: ala posterior, C: cabeza, fe: fémur, T: tórax, tb: tibia, tar: tarso, 1Pp: pata protorácica, 2Pp: pata mesotorácica, 3Pp: pata metatorácica. (Foto tomada en la playa del Pacífico Neotropical).



**Figura 6.51**

Hemíptero, Coreidae, vista dorsal. Pro: protórax, Ms: mesotórax, Mt: metatórax.

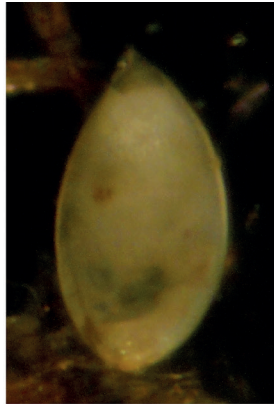




**Tabla 6.13**

Morfología interna (sistemas) insecto ortóptero, con la ubicación y función.

<b>Sistemas</b>	<b>Posición</b>	<b>Función</b>
<i>Sistema respiratorio: tráqueas (Figs. 6.8 y 6.52)</i>	<i>Sistema de tubos que conducen el oxígeno a todos los tejidos, desembocan en espiráculos, que abren en la cutícula</i>	<i>Oxigenación de los tejidos</i>
<i>Sistema circulatorio abierto (Fig. 6.53)</i>	<i>Corazón dorsal</i>	<i>Transporte de nutrientes</i>
<i>Sistema digestivo: intestino anterior o estomodeo, intestino medio o mesenteron, intestino posterior o proctodeo (Figs. 6.5 y 6.54)</i>	<i>Hacia la parte ventral</i>	<i>Intestino anterior: boca, faringe, esófago, buche, molleja: digestión mecánica del alimento, digestión en el intestino medio, intestino posterior: eliminación desechos</i>
<i>Sistema excretor: túbulos de malpighi (Fig. 6.12 y 6.55)</i>	<i>Parte basal de intestino posterior</i>	<i>Eliminación orina (ácido úrico)</i>
<i>Sistema reproductor: dioicos, fecundación interna, ovíparos (Fig. 6.56)</i>	<i>Dorsal debajo del corazón, tórax y abdomen. Hembras: un par de ovarios. Machos: un par de testículos, gónadas en el abdomen ventral</i>	<i>Hembra con espermateca, oviposita huevos</i>
<i>Desarrollo postembrionario</i>	<i>Ametábolos. Metamorfosis: hemimetábolos (Fig. 6.57), holometábolos (Fig. 6.58)</i>	<i>Crecimiento a través de diferentes estadios en caso de tener metamorfosis</i>
<i>Sistema nervioso: ganglio supraesofágico o cerebro, cordón nervioso ventral (Fig. 6.59)</i>	<i>Ganglios supraesofágicos y subesofágico en la cabeza y cordón nervioso con ganglios el cuerpo</i>	<i>Inervar cuerpo</i>
<i>Órganos de los sentidos (Fig. 6.49)</i>	<i>Ojos compuestos (Fig. 6.60)</i>	<i>Visión mosaico</i>
	<i>Pelos táctiles</i>	<i>Sensoriales</i>
	<i>Ocelos</i>	<i>Células fotosensibles</i>
	<i>Antenas</i>	<i>Sensoriales</i>



### ***Crecimiento y Metamorfosis de los insectos***

Las responsables de la regulación del crecimiento, metamorfosis y cambios del tegumento (muda), son las hormonas. La **hormona juvenil** es un sesquiterpeno y la **ecdisona** una hormona esteroide. Hay algunos insectos que tienen desarrollo directo, presentan mudas e incrementan de tamaño hasta alcanzar el desarrollo de sus gónadas y su estado adulto. Mientras que otros presentan cambios morfológicos en su desarrollo postembrionario, con varios estadios, a estos cambios postembrionarios se denominan **metamorfosis** (Tabla 6.14), la cual puede ser hemimetábola (Fig. 6.57) u holometábola (Fig. 6.58), los estadios de cada uno se presentan en la tabla 6.14.

La reproducción en los insectos está regulada por la hormona juvenil, ecdysteroides y por la señalización nutricional, éstas son responsables de procesos tales como la vitelogénesis y su reabsorción en el oocito durante la maduración del huevo, a su vez tales procesos son modulados por los neuropéptidos (Roy *et al.*, 2018).

Los procesos de crecimiento, desarrollo y longevidad de los insectos están regulados por las vías centrales de señalización de la insulina ERK/MAPK y PI3K-Akt, ésta última, es la vía principal (Ma *et al.*, 2020).

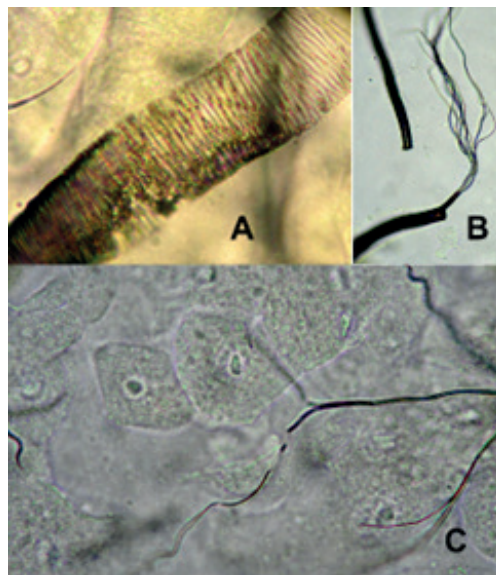
**Tabla 6.14**

*Metamorfosis en insectos, estadios y ejemplos.*

	<i>Hemimetábolo (Fig. 6.57)</i>	<i>Holometábolo (Fig. 6.58)</i>
<i>Estadios</i>	<i>Huevo, ninfas, adulto</i>	<i>Huevo, larvas (orugas), pupa (crisálida, capullo), adulto (imago)</i>
<i>Ejemplos de órdenes</i>	<i>Hemípteros, ortópteros</i>	<i>Lepidópteros, dípteros, coleópteros</i>

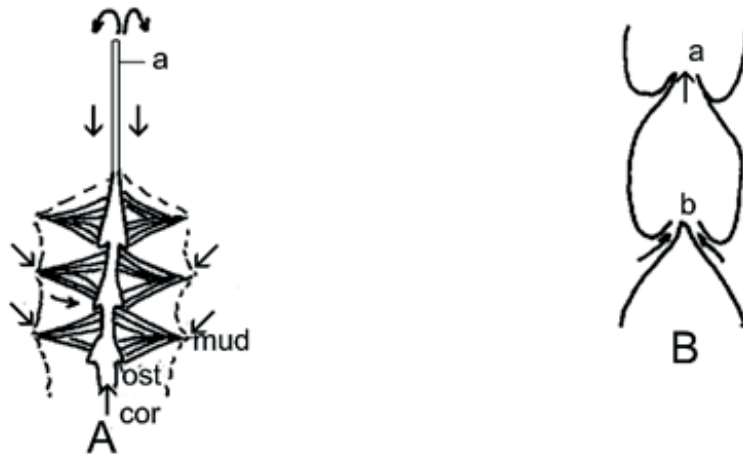
**Figura 6.52**

*Tráqueas de una mosca. A. estructura de anillos proporcionada por el taenidium, B. ramificación de las tráqueas, C. tráqueas que llegan hasta las células (todas 400X).*



**Figura 6.53**

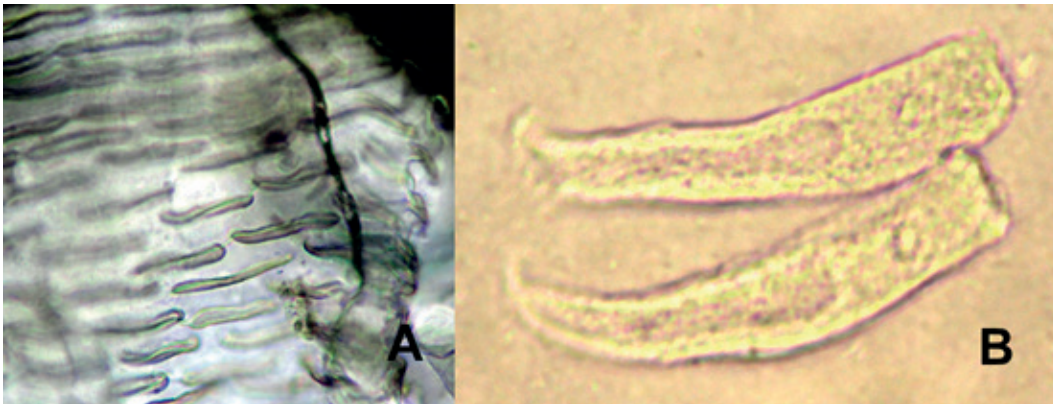
*Sistema circulatorio de un insecto. A. esquema de la aorta y de tres cámaras del corazón. a: aorta, cor: corazón, mud: músculo del diafragma, ost: ostiolo. Las flechas indican el curso de la circulación de la hemolinfa. B. Válvulas del corazón, a. sístole, b: diástole.*



**Nota.** Redibujado de Martínez y García (1989).

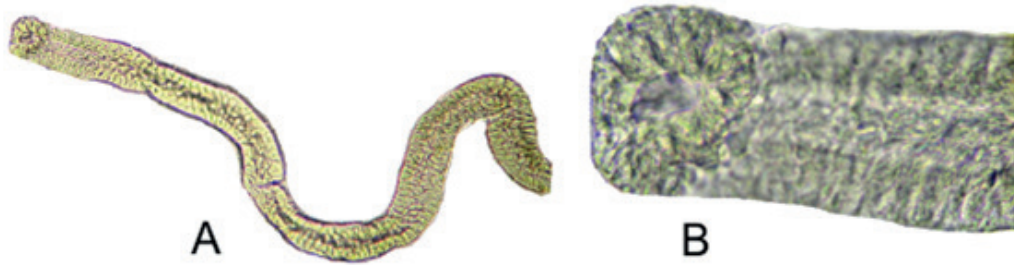
**Figura 6.54**

*Intestino medio de la mosca, A. Superficie externa (400X), B. Enterocitos (1000X).*



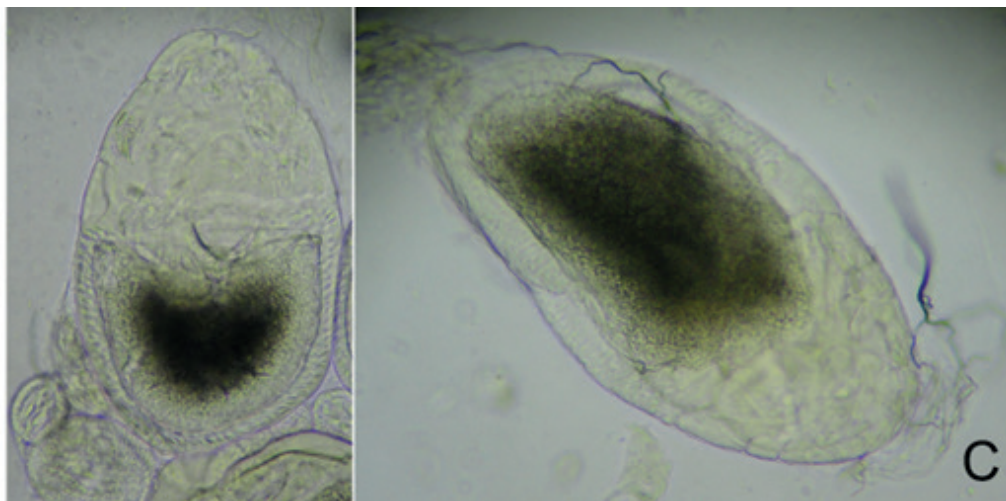
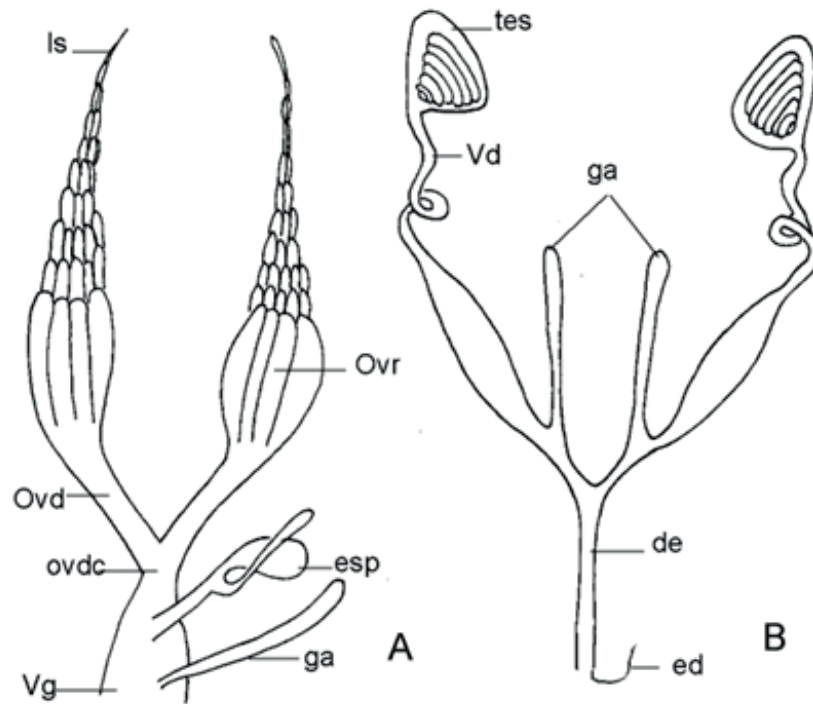
**Figura 6.55**

*Túbulo de Malpighi, A. túbulo completo (100X) B. parte anterior (400X).*



**Figura 6.56**

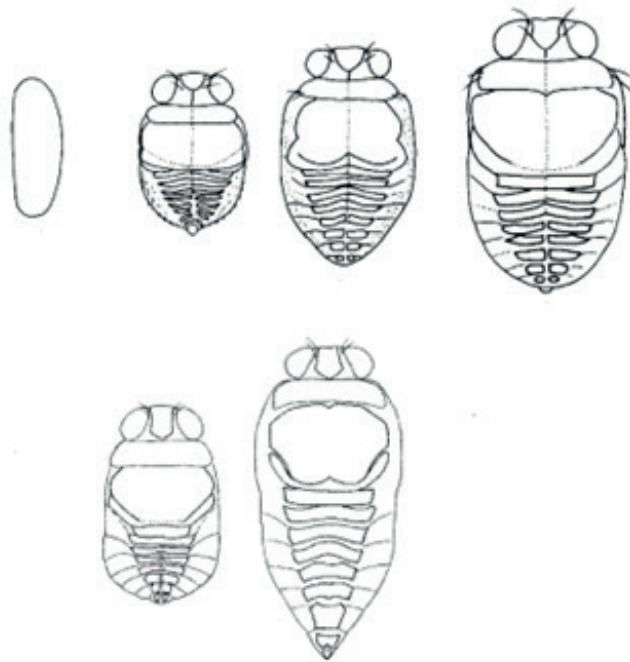
**A-B.** Sistema reproductor de insectos. **A.** hembra, **B.** macho. de: ducto eyaculador, ed: edeago, esp: espermateca, ga: glándula accesoria, ls: ligamento suspensorio, Ovd: oviducto, ovdc: oviducto común, Ovr: ovario, tes: testículo, Vd: vaso deferente, Vg: vagina. **C.** Ovocitos en desarrollo de la mosca (100X).



**Nota.** A y B, redibujado de Borrór *et al.* (1989).

**Figura 6.57**

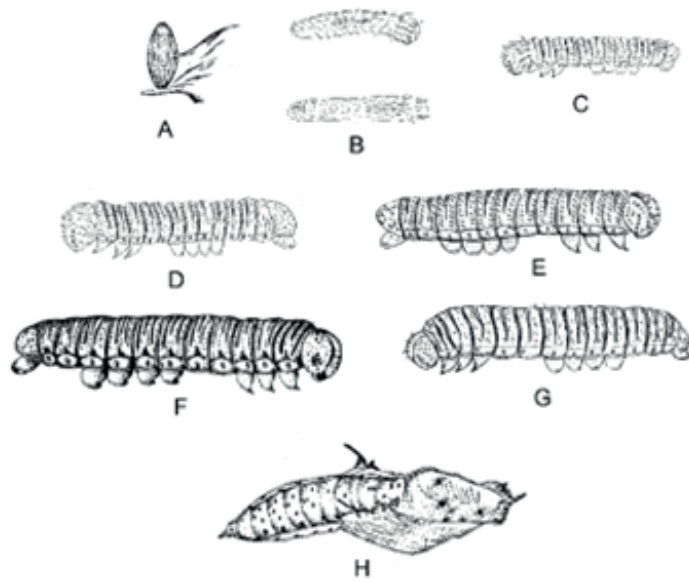
*Metamorfosis incompleta (Hemimetábola) de la chinche acuática Rhagovelia gastrotricha Padilla-Gil. Huevo y cinco estadios ninfales.*



**Nota.** Según Padilla-Gil (2003).

**Figura 6.58**

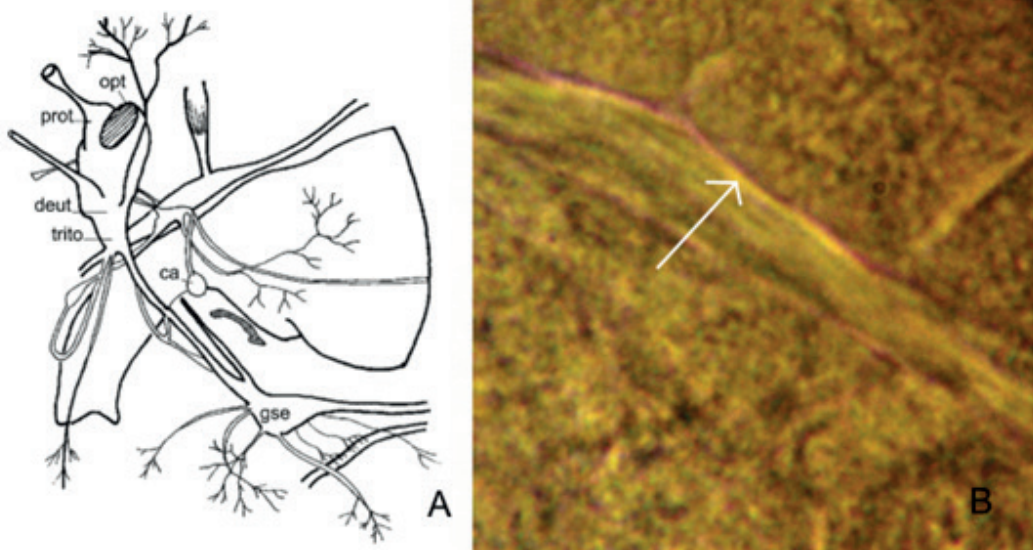
Metamorfosis completa (Holometábola) de la mariposa *Leptophobia aripa* (Boisduval).  
A: huevo, B: larva, estadio I, C-D: larvas, estadios II-V, G: prepupa, H: pupa.





**Figura 6.59**

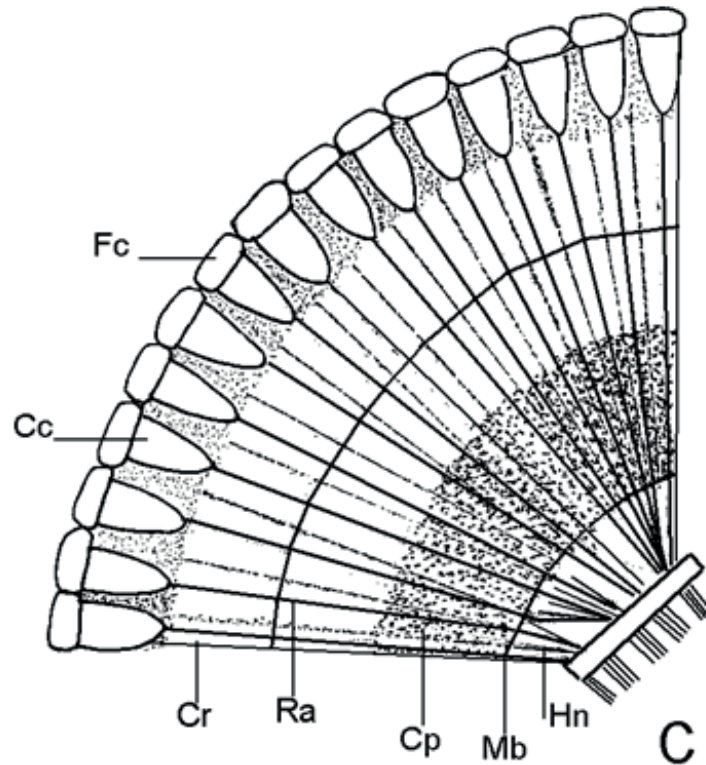
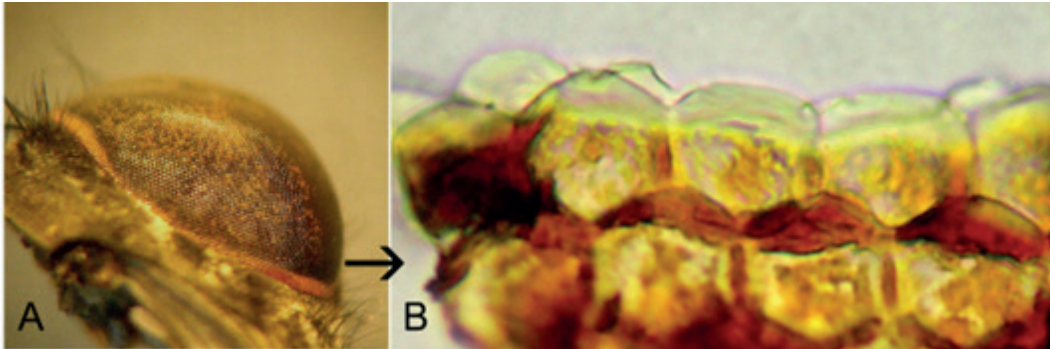
**A.** Cerebro y estructuras asociadas de un saltamontes. *ca*: cuerpo alado, *deut*: deutocerebro, *gse*: ganglio subesofágico, *opt*: lóbulo óptico, *prot*: protocerebro, *trito*: tritocerebro. **B.** Nervio del intestino medio de la mosca, indicado por la flecha (1000X).



**Nota.** A, redibujado de Borror *et al.* (1989).

**Figura 6.60**

Ojo compuesto de los insectos **A.** vista lateral del ojo de una mosca, **B.** omatidios del ojo de una mosca (400X), **C.** en sección transversal. Cc: cono cristalino, Cp: células de pigmento, Cr: células retinulares, Fc: facetas de la córnea, Hn: haz de fibras nerviosas, Mb: membrana basal, Ra: rabdómero.



**Nota.** C, redibujado de Brusca y Brusca (2005).

### **Clasificación Superclase Hexapoda**

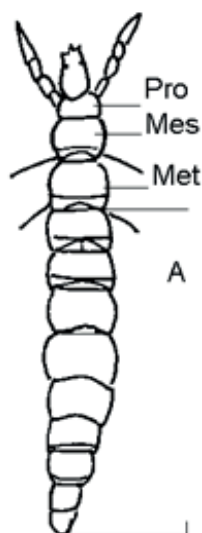
**Clase Entognata:** piezas bucales se encuentran dentro de la cabeza (entognato).

Órdenes Protura y Diplura.

**Orden Protura,** hexápodos diminutos (0,6-2 mm), cabeza con forma de cono (Fig. 6.61), piezas bucales chupadoras, no poseen ojos ni antenas (Palacios-Vargas y García-Gómez, 2014).

#### **Figura 5.61**

*Esquema de un proturo, vista dorsal. A: abdomen, Pro: protórax, Mes: mesotórax, Met: metatórax.*

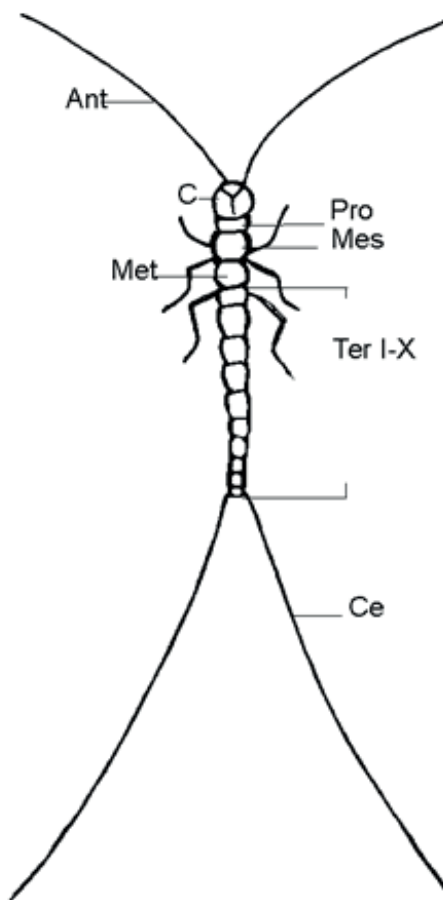


**Nota.** Redibujado de Melic (2015).

**Orden Diplura,** cabeza prognata ovoide o rectangular, mandíbulas y maxilas, palpo biarticulado, no poseen ojos, antenas largas multiarticuladas, su abdomen finaliza en un par de cercos (Fig. 6.62).

#### **Figura 5.62**

*Esquema de un dipluro, vista dorsal. A: abdomen, Ant: antena. C: cabeza, Ce: cercos, T: tórax, Pro: protórax, Mes: mesotórax, Met: metatórax, Ter: terguitos.*



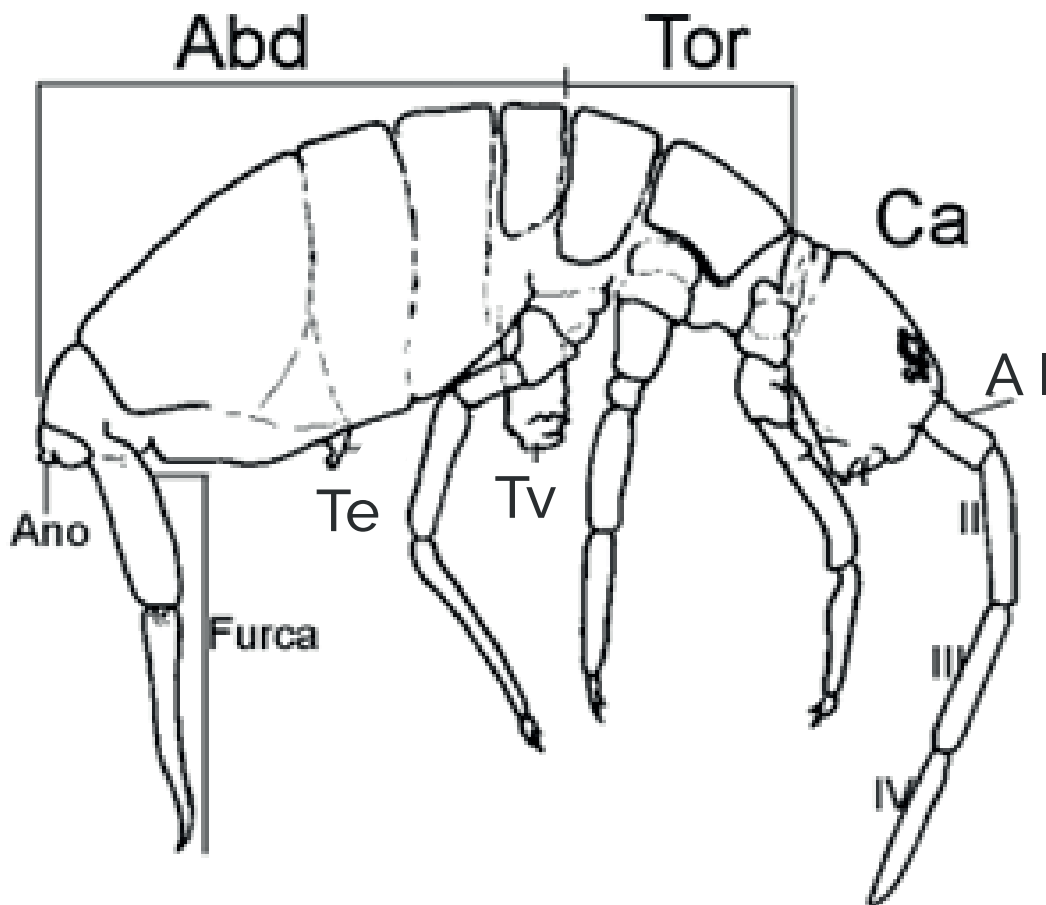
**Nota.** Redibujado de Sendra-Mocholi (2015).

### Clase Collembola

Hexápodos pequeños, con presencia de un apéndice impar ventral llamado tubo ventral en el primer segmento abdominal, algunos con otros apéndices: **furca**, ubicado en el IV esternito abdominal, que funciona como resorte y sirve para saltar y, el tenáculo, ubicado en el III esternito abdominal, que funciona sujetando la furca en reposo (Fig. 6.63) (Baquero y Jordana, 2015).

#### Figura 5.63

Esquema de un colémbolo, vista lateral. Al: Antena, artejo I, Abd: abdomen, Ca: cabeza, Te: Tenáculo, Tv: Tubo ventral, Tor: tórax.



**Nota.** Redibujado de Baquero y Jordana (2015).



### ***Clase Insecta***

Los órdenes son considerados por clados según la filogenia planteada por Wipfler *et al.* (2019).

Archaeognatha, Zygentoma, Odonata, Ephemeroptera

**Polyneoptera:** Zoraptera, Dermaptera, Plecoptera, Orthoptera, Mantodea, Blattodea, Phasmatoidea, Embioptera, Mantophasmatoidea, Grylloblattodea.

**Acercaria o Paraneoptera:** Psocoptera, Phthiraptera, Thysanoptera, Hemiptera.

**Holometabola:** Hymenoptera, Strepsiptera, Coleoptera, Neuroptera, Trichoptera, Lepidoptera, Diptera, Mecoptera, Siphonaptera.

## Órdenes de insectos

---

Para cada orden se presenta una figura y al menos una característica distintiva (basado en Bach de Roca *et al.*, 2015, Hickman y Hickman, 1991, Palacios-Vargas y García-Gómez, 2014). La secuencia de presentación de los órdenes de insectos sigue la filogenia planteada por Wipfler *et al.* (2019).



### Archaeognatha

Cuerpo cilíndrico, comprimido lateralmente, mandíbula monocondilar, ojos compuestos grandes holópticos, con ocelos, coxas con estilos (figura redibujada de Bach de Roca *et al.*, 2015).



### Zygentoma

Cuerpo deprimido, mandíbulas dicondiliares, ojos compuestos pequeños o ausentes, sin ocelos, coxas sin estilos (pececillos de plata).



### Odonata

Antenas muy cortas en forma de cerda (setíferas); ojos grandes (holópticos); abdomen largo y delgado (caballitos del diablo, libélulas).



### Ephemeroptera

Abdomen con 2 o 3 cercos articulados, largos; alas posteriores pequeñas (efímeras, moscas de mayo, moscas de pesca, ninfas acuáticas).



### Dermaptera

Abdomen con cercos en forma de pinzas (tijeretas).



### **Plecoptera**

Alas posteriores más anchas que las anteriores; cercos presentes (moscas de las piedras, ninfas acuáticas).



### **Orthoptera**

Alas anteriores con venas, en reposo quedan sobre el abdomen en tejadillo (saltamontes, langostas).



### **Blattodea**

Alas con pocas venas transversales, tarsos de 4 segmentos; hasta 8 mm de largo (termitas). Este orden incluye las cucarachas.



### **Phasmatoidea**

Aparato bucal masticador, cuerpo alargado (insectos palo).



### **Psocoptera**

Largo del cuerpo 6mm o menos, ápteros o con dos pares de alas en reposo en tejadillo, antenas largas, tarsos 2-3 segmentos, piezas bucales masticadoras (piojos de libros).



### **Phthiraptera**

Aparato bucal chupador, ectoparásitos (piojos de aves y mamíferos) (Figura redibujada de Borror et al., 1989).



### **Thysanoptera**

Alas largas, estrechas, con pelos largos en los bordes; aparato bucal asimétrico; largo del cuerpo 5 mm o menos (trips).



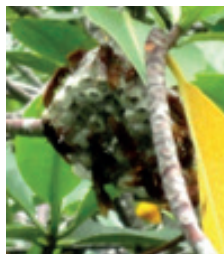
### **Hemiptera**

Aparato bucal chupador, pico sale del frente o debajo de la cabeza (chinchas, piojos de las plantas, cigarras).



### **Hymenoptera**

Dos pares de alas; tarso de 5 segmentos; forma de abeja o avispa (hormigas, abejorros, avispas).







### **Coleoptera**

Alas anteriores engrosadas, unidas en línea recta atrás (élitros) (escarabajos)

### **Neuroptera**

Alas con numerosas venas transversales; tarsos de 5 segmentos (machaca, crisopas).



### **Trichoptera**

Alas anteriores peludas; antenas tan largas o más largas que el cuerpo (frigáneas, larvas acuáticas con casitas)



### **Lepidoptera**

Alas cubiertas con escamas pequeñas; la mayoría con piezas bucales en un tubo enrollado (mariposas, polillas).





### **Diptera**

Con un par de alas (moscas, mosquitos, zancudos)



### **Mecoptera**

Cabeza prolongada ventralmente en una estructura en forma de pico (moscas escorpiones).



### **Siphonaptera**

Cuerpo aplanado lateralmente; insectos saltadores pequeños (pulgas).

## Sabías que

Son enfermedades transmitidas por insectos: malaria, leishmaniasis, mal de chagas, chikungunya, dengue, encefalitis equina del oeste, fiebre amarilla, filariasis linfática (elefantiasis), esquistosomiasis (Borrer et al., 1989; Cobos et al., 2019)

En Colombia hay especies de Mecoptera en los departamentos de Cundinamarca, Santander, Magdalena y Amazonas (Ardila-Camacho et al., 2017)

Los insectos sociales, forman verdaderas colonias: abejas, hormigas, termitas, avispas ¿Cómo hacen para mantener esta colonia? (Fioravanti, 2017)

En el Cretácico Temprano hace 100 millones de años se diversificaron las abejas conjuntamente con las angiospermas (Cardinal et al., 2018; Genise et al., 2020)

En Colombia un grupo de investigadores crían la mosca soldado negra *Hermetia illucens* para la alimentación de tilapias con proteínas y grasas óptimos para la nutrición animal (Agencia de noticias UN, 2019)

Hay hemípteros acuáticos y semiacuáticos eurihalinos que se encuentran en esteros, estuarios y el bajito de Tumaco (Padilla-Gil, 2012)

Existe simbiosis de avispas sociales Epiponini y actinobacterias con actividad antibiótica (Chavarría-Pizarro, 2019)

*Bombyx mori* es el gusano de la seda, su crianza se llama sericultura, pertenece al orden Lepidoptera, Bombycidae, con ciclo polivoltinos en el trópico (Gaviria et al., 2006)

Algunos insectos emiten luz, los más conocidos son: luciérnagas y cocuyos

Hay insectos pelágicos en el océano, patinadores de agua del género *Halobates* (Padilla-Gil, 2020)

Hay similitud transcriptómica entre las branquias y las alas de los efemerópteros, lo que supone un programa genético común de estas estructuras (Almudi et al., 2020)

Especies de *Ficus* y evolución adaptativa con avispas polinizadoras (Zhang et al., 2020)

## Ejercicio

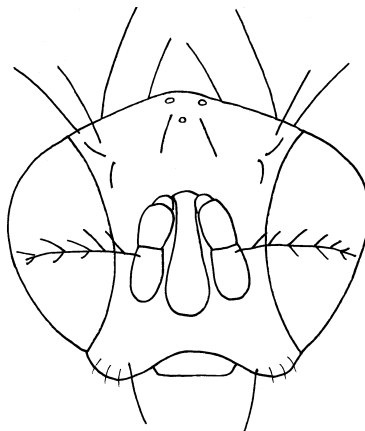
1. Relacione los apéndices de la cabeza con la alimentación del saltamontes
2. Hay insectos ápteros, con un par de alas o con los dos pares, pero modificadas. De ejemplos de cada uno y relaciones con sus movimientos, hábitats y hábitos. ¿Qué ventajas presentan los insectos con alas desarrolladas?
3. Elabore un mapa conceptual teniendo en cuenta cada uno de los sistemas (estructura y función) de los insectos.
4. Teniendo en cuenta cada uno de los órdenes de insectos, elabore una tabla que incluya el nombre del orden, características morfológicas distintivas y tipo de metamorfosis (ametábolo, hemimetábolo u holometábolo).
5. Elabore un ensayo sobre un insecto destacando sus características morfológicas, fisiológicas o etológicas y su importancia como integrante de un hábitat o ecosistema específico.
6. Consulte sobre la percepción de la radiación ultravioleta e infrarroja por parte de los insectos. Escriba dos párrafos con la información más relevante.

## Lecturas recomendadas

- Los insectos: un éxito de la evolución (Nel, 2003)
- Insectos de Colombia Guía básica de familias (Wolf Echeverri, 2006)
- Libro rojo de los invertebrados terrestres de Colombia (Amat-García *et al.*, 2007)
- La cría del grillo *Acheta domesticus* como alimento para el humano (Apolo-Arévalo y Iannacone, 2015)
- En los hemípteros triatómidos, vectores de la enfermedad de Chagas, se han identificado respuestas inmunes inducidas por genes (Zumaya-Estrada *et al.*, 2018)
- Insectos hematófagos: evolución de este hábito en forma independiente y su relación con familias génicas en rápida evolución (Freitas y Nery, 2020)
- La pérdida de la abundancia y biomasa de los insectos, debidas a intervención antropogénica, está conduciendo a la primera extinción masiva de insectos en el planeta (Schachat & Labandeira, 2021)

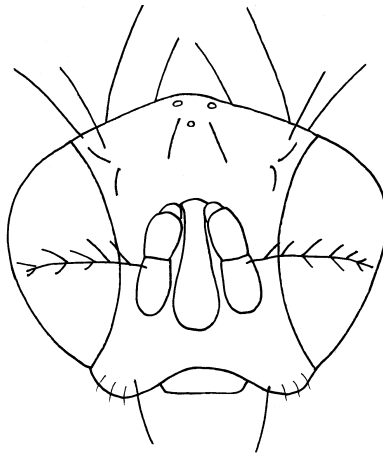
## Suplemento informativo

En este acápite se presenta a *Drosophila melanogaster* como modelo de la genética y genómica de poblaciones (Kapun *et al.*, 2021) y de las ciencias ómicas. Luego se amplía el panorama investigativo de los insectos con relación a otros tópicos.



*Drosophila melanogaster*, (cabeza redibujada de Borror & White, 1970).

- Gen *Intersex* (*ix*) pleioitrópico, es responsable de la determinación del sexo en insectos y del dimorfismo sexual; y sus efectos a nivel morfológico, fisiológico y etológico (Zhang *et al.*, 2021).
- Efectos genéticos en el fenotipo de la pupa, en el largo de la pupa pueden influir varios genes independientemente (Zhang *et al.*, 2021).
- Proporciones molares de las proteínas implicadas en la fototransducción del rabdómero del ojo (Raghuraman *et al.*, 2020).
- Existe una relación muy estrecha entre el metaboloma y el fenotipo funcional. Los perfiles de los metabolitos son heredados y genes específicos están asociados con la variación del metaboloma (Rohde *et al.*, 2021).
- Dos grupos de larvas alimentadas, uno con dieta normal y otro con dieta alta en grasa, mostraron que el segundo grupo, hizo mayor uso de la vía de oxidación de ácidos grasos omega (Oza *et al.*, 2019).
- En la regulación circadiana y especialmente en los ritmos locomotores están implicadas las quinasas (Wang *et al.*, 2020).
- Variabilidad genómica de *D. melanogaster*, para enfrentar resistencia al estrés y factores abióticos en el ciclo de vida (Rohde *et al.*, 2016).
- Ante niveles de O<sub>2</sub> altos o bajos, las moscas emplean varios mecanismos para adaptarse; a priori, utilizan mutaciones existentes y a posteriori, mutaciones y recombinaciones de novo, para desarrollar genotipos que mejoran la adecuación (Iranmehr *et al.*, 2021).



*Drosophila melanogaster*, (cabeza redibujada de Borror & White, 1970).

- Resistencia al estrés por inanición, es consecuencia de la activación de redes de integración, que implican: secuencias de ADN, expresión génica, metabolitos y rasgos del organismo (Zhou et al., 2020).
- Redes de fenotipos moleculares con base en la secuenciación de 200 ARN de *Drosophila* (Everett et al., 2020).
- Flujo genético histórico de poblaciones europeas y africanas y modelos explicativos (Kapopoulou et al., 2020).
- Detección de sitios de inserción de elementos transponibles en el genoma de *Drosophila* (Mohamed et al., 2020).
- Se identificaron posibles genes relacionados con adaptación al clima local, clinas relacionadas con inversión de cromosomas y cambios en las frecuencias de elementos transponibles (Kapun et al., 2020).

## Insectos y colores

- Los odonatos pueden percibir la luz con un amplio espectro de longitud de onda, desde el ultravioleta hasta el rojo; a su vez sus alas y cuerpos reflejan estos patrones del espectro de luz (Futahashi, 2020).
- El patrón de manchas con forma de ojo en las mariposas (ninfálidos y satúrnidos), constituye una novedad morfológica y es responsable de su expresión, la familia de genes engrailed (Banerjee et al., 2020).
- El melanismo en los lepidópteros está relacionado con los pigmentos tales como: DOPA-melanina, dopamina-melanina, NBAD esclerotina y NADA esclerotina, los cuales proporcionan colores oscuros y amarillos. Todos son gobernados por seis genes en la vía de la melanina (Kuwalekar et al., 2020).



## Insectos y ecología

- Impronta genética y su papel en el origen de los insectos sociales (Matsuura, 2019).
- Sincronía interespecífica de especies de lepidóptera e influencia de factores meteorológicos (Kawatsu et al., 2019).
- Los insectos polinizadores generalistas, experimentan un nivel alto de variación ambiental, lo que favorece su aprendizaje asociativo (Jones & Agrawal, 2017).
- Interacción planta-herbívoro-microbio simbiote. Bacterias intestinales sintetizan metabolitos que contribuyen a la actividad metabólica de la polilla *Plutella xylostella* que se alimenta de rábanos y guisantes (Yang et al., 2020).



## Insectos y fisiología

- En los insectos el control del sueño está relacionado con los neurotransmisores/ neuromoduladores: GABA, dopamina, acetilcolina, serotonina y varios neuropéptidos (Helfrich-Förster, 2018).
- Hormonas peptídicas lipolíticas y lipogénicas actúan en el metabolismo de lípidos, su interacción y regulación se realiza por parte de la insulina. Participan en procesos tales como la reproducción, el vuelo, la inanición, infecciones e inmunidad (Toprak, 2020).
- Efectos de la exposición a la luz artificial nocturna en las larvas de luciérnagas, afectan su fisiología y etología, con consecuencias para los adultos vinculadas a su reproducción (Owens & Lewis, 2021).
- Cambios en la fisiología del mosquito *Aedes albopictus* relacionados con su diapausa (Batz & Armbruster, 2018).
- Ingestión de alcaloides tales como la cafeína, quinina y teofilina y efectos fisiológicos tóxicos en *Rhodnius prolixus* (Muñoz et al., 2020).
- El grillo *Gryllus veletis*, puede congelarse y posteriormente descongelarse; los costos metabólicos asumidos para la recuperación y reparación de tejidos, después de congelación, en las primeras 72 horas, fueron estudiados por Smith et al. (2021).
- Las abejas *Apis mellifera* perciben los aromas etil maltol y butirato de etilo (Wycke et al., 2020).



## Insectos y genómica

- *Blattella germanica*, cucaracha alemana, experimentó la evolución de familias de genes más rápida de los artrópodos, con una notable expansión de genes quimiosensoriales; y con el mayor número de eventos de reordenamiento (Thomas et al., 2020).
- Evolución del mitogenoma del orden Orthoptera (Chang et al., 2020).
- Papel de los genes BmSxl y BmPnlc1 en el desarrollo del dimorfismo del espermatozoide de *Bombyx mori* (Lepidoptera) (Chen et al., 2020).
- Genes mitocondriales de hemípteros, heterópteros (Kaur & Singh, 2020).
- Genes involucrados en el desarrollo larvario del curculiónido rojo de la palma *Rhynchophorus ferrugineus* (Yang et al., 2020).
- El comportamiento eusocial en abejas a nivel molecular, implica: la variación continua de la expresión de genes del cerebro, fenotipo conductual y plasticidad conductual; latente todo el tiempo y modulado por factores de transcripción (Jones et al., 2020).

## Bibliografía

- Agencia de Noticias UN. (2019). Larvas de la mosca soldado negra, óptimas para alimentar tilapias. <https://Mundoagropecuario.com>
- Almudi, I., Vizueta, J., Wyatt, C.D.R., de Mendoza, A., Marlétaz, F., Firbas, P.N., Feuda, R., Masiero, G., Medina, P., Alcaina-Caro, A., Cruz, F., Gómez-Garrido, J., Gut, M., Alioto, T.S., Vargas-Chavez, C., Davie, K., Misof, B., González, J., Aerts, S.,...Casares, F. (2020). Genomic adaptations to aquatic and aerial life in mayflies and the origin of insect wings. *Nature Communications*, 11 (2631). <https://doi.org/10.1038/s41467-020-16284-8>
- Amat-García, G., Andrade-C, M.G. y Amat-García, E. (Eds.). (2007). Libro rojo de los invertebrados terrestres de Colombia. Instituto de Ciencias Naturales, Universidad Nacional de Colombia, Conservación Internacional Colombia, Instituto Alexander von Humboldt, Ministerio de Ambiente, Vivienda y Desarrollo Territorial.
- Apolo-Arévalo, I. y Iannacone, J. (2015). Crianza del grillo (*Acheta domestica*) como fuente alternativa de proteínas para el consumo humano. *Scientia*, 17, 161-173.
- Ardila-Camacho, A., Vargas, J.F., Arango, C.J., García-García, C. & Pires Machado, R.J. (2017). New distributional records of Mecoptera (Insecta) from Colombia. *Papéis Avulsos de Zoologia*, 57(18), 221-229.
- Bach de Roca, C., Molero-Baltanás, R. y Gaju-Ricart, M. (2015). Clase Insecta Orden Microcoryphia. *Revista IDEA@-SEA*, 38, 1-12.
- Banerjee, T.D., Ramos, D. & Monteiro, A. (2020). Expression of multiple engrailed family genes in eyespots of *Bicyclus anynana* butterflies does not implicate the duplication events in the evolution of this morphological novelty. *Frontiers in Ecology and Evolution*. <https://doi.org/10.3389/fevo.2020.00227>
- Baquero, E. y Jordana, R. (2015). Clase Collembola Órdenes Poduromorpha, Neelipleona y Sympleona. *Revista IDEA@-SEA*, 36, 1-11.
- Batz, Z.A. & Armbruster, P.A. (2018). Diapause-associated changes in the lipid and metabolite profiles of the Asian tiger mosquito, *Aedes albopictus*. *Journal of Experimental Biology*, 221, jeb189480. <https://doi.org/10.1242/jeb189480>
- Borror, D.J., Triplehorn, C.A. & Johnson, N.F. (1989). *Study of Insects*. Saunders College Publishing.
- Borror, D.J. & White, R.E. (1970). *A field guide to insects America north of Mexico*. Houghton Mifflin Company.
- Boullosa, N. (2011). *Biomimética: 10 diseños que imitan la naturaleza*. <https://www.faircompanies.com>
- Brusca, R.C. y Brusca, G.J. (2005). *Invertebrados* (2.ª ed.). McGraw-Hill-Interamericana.
- Cardinal, S., Buchmann, S.L. & Russell, A.L. (2018). The evolution on floral sonication, a pollen foraging behavior used by bees (Anthophila). *Evolution*, 72(3). <https://doi.org/10.1111/evo.13446>
- Chang, H., Qiu, Z., Yuan, H., Wang, X., Li, X., Sun, H., Guo, X., Lu, Y., Feng, X., Majid, M. & Huang, Y. (2020). Evolutionary rates

- of and selective constraints on the mitochondrial genomes of Orthoptera insects with different wing types. *Evolution*, 145, 106734. <https://doi.org/10.1016/j.ymp-ev.2020.106734>
- Chavarría-Pizarro, L. (2019). Los insectos y la biotecnología: avispas sociales como fuente de nuevos compuestos antibióticos. *Tecnología en Marcha. Especial 25 Aniversario del Centro de investigación en Biotecnología*, 114-120.
- Chen, S., Liu, Y., Yang, X., Liu, Z., Luo, X., Xu, J. & Huang, Y. (2020). Dysfunction of dimorphic sperm impairs male fertility in the silkworm. *Cell Discovery*, 6, 60. <https://doi.org/10.1038/s41421-020-00194-6>
- Cobos, M.L, Rodríguez, M.A. y Valdés, V.L.M. (2019). Encefalitis equina del oeste. *Veterinaria México OA.*, 6(3). <https://doi.org/10.22201/fmvz.24486760e.2019.3.785>
- Coronado, P.R. y Marquez, D.A. (1986). *Introducción a la entomología*. Limusa.
- Eckert, R., Randall, D. y Augustine, G. (1990). *Fisiología animal, mecanismos y adaptaciones* (3.<sup>a</sup> ed.), Interamericana McGraw-Hill.
- Everett, L.J., Huang, W., Zhou, S., Carbone, M.A., Lyman, R.F., Arya, G.H., Geisz, M.S., Ma, J., Morgante, F., Armour, G.S., Turlapati, L., Anholt, R.R.H. & Mackay, T.F.C. (2020). Gene expression networks in the *Drosophila* genetic reference panel. *Genome Research*. <https://doi.org/10.1101/gr257592.119>
- Fioravanti, C. (2017). El lenguaje químico de los insectos. *Pesquisa Fapesp*, 38-41.
- Freitas, L. & Nery, M.F. (2020). Expansions and contractions in gene families of independently-evolved blood-feeding insects. *BMC Evolutionary Biology*, 20, 87. <https://doi.org/10.1186/s12862-020-01650-3>
- Futahashi, R. (2020). Diversity of uv reflection patterns in Odonata. *Frontiers in Ecology and Evolution*. <https://doi.org/10.3389/fevo.2020.00201>
- García-García, M., Ríos-Osorio, L.A. y Álvarez del Castillo, J. (2016). Polinización en los sistemas de producción agrícola: revisión sistemática de la literatura. *Ide-sia (Chile)*, 34(3), 55-66.
- Gaviria, D., Aguilar, E., Ramirez, L. y Alegria, A. (2006). Caracterización molecular de líneas de *Bombix mori* (Lepidoptera: Bombycidae) mediante AFLP. *Revista Colombiana de Entomología*, 32(2), 221-226.
- Genise, J.F., Bellosi, E.S., Sarzetti, L.C., Krause, J.M., Dinghi, P.A., Sánchez, M.V., Umazano, A.M., Puerta, P., Cantil, L.F. & Jicha, B.R. (2020). 100 Ma sweat bee nests: Early rapid codiverification of Crown bees and flowering plants. *Plos One*, 15(1), e0227789. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0227789>
- Helfrich-Förster, C. (2018). Sleep in insects. *Annual Review of Entomology*, 63, 69-86. <https://doi.org/10.1146/annurev-ento-020117-043201>
- Hickman, F. y Hickman, C. (1991). *Zoología Manual de Laboratorio*. Interamericana McGraw-Hill.
- Iranmehr, A., Stobdan, T., Zhou, D., Zhao, H., Kryazhimskiy, S., Bafna, V. & Haddad, G.G. (2021). Multiple mechanisms drive genomic adaptation to extreme O<sub>2</sub> levels in *Drosophila melanogaster*. *Nature Communications* 12, 997. <https://doi.org/10.1038/s41467-021-21281-6>

- Jones, B.M., Rao, V.D., Gernat, T., Jagla, T., Cash-Ahmed, A.C., Rubin, B.E., Comi, T.J., Bhogale, S., Husain, S.S., Blatti, C., Middendorf, M., Sinha, S., Chandrasekaran, S. & Robinson, G.E. (2020). Individual differences in honey bee behavior enable by plasticity in brain gene regulatory networks. *eLife*, 9, e62850. <https://doi.org/10.7554/eLife.62850>
- Jones, P.L. & Agrawal, A.A. (2017). Learning in insect pollinators and herbivores. *Annual Review of Entomology*, 62, 53-71. <https://doi.org/10.1146/annurev-ento-031616-034903>
- Kapopoulou, A., Kapun, M., Pieper, B., Pavlidis, P., Wiches, R., Duchon, P., Stephan, W. & Laurent, S. (2020). Demographic analyses of a new sample of haploid genomes from a Swedish population of *Drosophila melanogaster*. *Scientific Reports* 10, 22415. <https://doi.org/10.1038/s41598-020-79720>
- Kapun, M., Barrón, M., Staubach, F., Obbard, D.J., Wiber, R.A., Vieira, J., Goubert, C., Rota-Stabelli, O., Kankare, M., Bogaerts-Márquez, M., Haudry, A., Waidel, L., Kozeretska, I., Pasyukova, E.G., Loeschcke, V., Pascual, M., Vieira, C.P., Serga, S., Montchamp-Moreau, C., Abbot, J.,... González, J. (2020). Genomic analysis of European *Drosophila melanogaster* populations reveals longitudinal structure, continent-wide selection, and previously unknown DNA viruses. *Molecular Biology and Evolution*, 37 (9), 2661-2678. <https://doi.org/10.1093/molbev/msaa120>
- Kapun, M., Núñez, J.C.B., Bogaerts-Márquez, M., Murga-Moreno, J., Paris, M., Outten, J., Coronado-Zamora, M., Tern, C., Rota-Stabelli, O., Gerreiro, M.P.G., Casillas, S., Orengo, D.J., Puerma, E., Kankare, M., Ometto, L., Loeschcke, V., Onder, B.S., Abbott, J., Schaeffer, S.W., Rajpurohit, S.,... Bergland, A.O. (2021). *Drosophila* evolution over space and time (DEST) a new population genomics resource. *BioRxiv*. <https://doi.org/10.1101/2021.02.01.428994>
- Kaur, R. & Singh, D. (2020). Molecular studies on Hemipteran bug (Hemiptera: Heteroptera) based on mitochondrial genes: A review. *Journal of Pharmacology and Phytochemistry*, 6, 471-475.
- Kawatsu, K., Yamanaka, T., Potoèka, J. & Liebhold, A.M. (2019). Nonlinear time series analysis unravels underlying mechanisms of interspecific synchrony among foliage-feeding forest Lepidoptera species. *Population Ecology*. <https://doi.org/10.1002/1438-390X.12025>
- Kuwalekar, M., Deshmukh, R., Padvi, A. & Kunte, K. (2020). Molecular evolution and developmental expression of melanin pathway genes in Lepidoptera. *Frontiers in Ecology and Evolution*. <https://doi.org/10.3389/fevo.2020.00226>
- Kimball, J. (1982). *Biología*. Addison-Wesley Iberoamericana.
- Lárez, V.C. (2006). Quitina y quitosano: materiales del pasado para el presente y el futuro. *Avances en Química*, 1(2), 15-21.
- Ma, H.X.M., Li, Y.X., Zang, H.X., Liu, Q., Su, X.H. & Xing, L.X. (2020). Transcriptomic evidence that insulin signaling pathway regulates the ageing of subterranean termite castes. *Scientific Reports*, 10, 8187 <https://doi.org/10.1038/s41598-020-64890-9>
- Marshall, A.J. y Williams, W.D. (1980). *Zoología de invertebrados*. Reverté.
- Martínez, J. y García, T. (1989). *Plagas y enfermedades forestales*. La Habana, Cuba. Editorial pueblo y educación.

- Masó, A. y Pijoan, M. (1997). Observar mariposas. Planeta S. A.
- Matsuura, K. (2019). Genomic imprinting and evolution of insect societies. *Population Ecology*. <https://doi.org/10.1002/1438-390X.12026>
- Mohamed, M., Dang, NTM., Ogyama, Y., Bulet, N., Mugat, B., Boulesteix, M., Mérel, V., Veber, P., Salces-Ortiz, J., Severac, D., Péliesson, A., Vieira, C., Sabot, F., Fablet, M. & Chambeyron, S. (2020). A transposon story: from TE content to TE dynamic invasion of *Drosophila* genomes using the single-molecule sequencing technology Oxford nanopore. *Cells*, 9, 1776. <https://doi.org/10.3390/cells9081776>
- Muñoz, IJ., Schilman, PE. & Barrozo, R.B. (2020). Impact of alkaloids in food consumption, metabolism and survival in a blood-sucking insect. *Scientific Reports*, 10, 9443. <https://doi.org/10.1038/s41598-020-65932-y>
- Melic, A. (2015). Clase Entognatha Orden Protura (Acerentomata y Eosentomata). *Revista IDEA@-SEA*, 37, 1-7.
- Nel, A. (2003). Los insectos: un éxito de la evolución. *Investigación y Ciencia*, 317, 8-16.
- Organización de las Naciones Unidas para la alimentación y la Agricultura (FAO). (2020). La contribución de los insectos a la seguridad alimentaria, los medios de vida y el medio ambiente. <https://www.fao.org/forestry/edibleinsects/132645/1/04.13>
- Owens, A.C.S. & Lewis, S.M. (2021). Effects of artificial light on growth, development, and dispersal of two North American fireflies (Coleoptera: Lampyridae). *Journal of Insect Physiology*, 130, 104200. <https://doi.org/10.1016/j.jinsphys.2021.104200>
- Oza, V.H, Aicher, J.K. & Reed, L.K. (2019). Random forest analysis of untargeted metabolomics data suggests increased use of omega fatty acid oxidation pathway in *Drosophila melanogaster* larvae fed a medium chain fatty acid rich high-fat diet. *Metabolites*, 9(1). <https://doi.org/10.3390/metabo9010005>
- Padilla-Gil, D.N. (2012). Los hemípteros acuáticos del municipio de Tumaco (Nariño, Colombia) Guía ilustrada. Editorial Universidad de Nariño. 88p.
- Padilla-Gil, D.N. (2013). Description of the eggs and immature stages of *Rhagovelia gastrotricha* Padilla-Gil, 2011 and *Paravelia daza* Padilla-Gil & Moreira, 2011 (Hemiptera: Veliidae). *Dugesiana*, 20(2), 211-214.
- Padilla-Gil, D.N. (2020). Gerromorpha: Insectos semiacuáticos, desarrollo en la última década en Colombia. *Acta Biológica Colombiana*, 25(3), 414-420. <https://doi.org/10.15446/abc.v25n3.81817>
- Palacios-Vargas, J.G. y García-Gómez, A. (2014). Protura, Diplura, Microcoryphia y Zygentoma. En S. Roig-Juñet, L.E. Claps, J.J. Morrone. *Biodiversidad de Artrópodos*, vol 4. (pp. 45-51). INSUE-UNT Ediciones, Facultad de Ciencias Naturales e Instituto Miguel Lillo, Universidad Nacional de Tucumán.
- Raghuraman, B.K., Hebbar, S., Kumar, M., Moon, H., Henry, I., Knust, E. & Shevchenko, A. (2020). Absolute quantification of proteins in the eye of *Drosophila melanogaster*. *Proteomics*, 20, 1900049. <https://doi.org/10.1002/pmic.201900049>
- Rohde, P.D., Krag, K., Loeschcke, V., Overgaard, J., Sørensen, P. & Kristen-

- sen, T.N. (2016). A quantitative genomic approach for analysis of fitness and related traits in a *Drosophila melanogaster* model population. *International Journal of Genomics*, 2157494. <https://doi.org/10.1155/2016/2157494>
- Rohde, P.D., Kristensen, T.N., Sarup, P., Muñoz, J. & Malmendal, A. (2021). Prediction of complex phenotypes using the *Drosophila melanogaster* metabolome. *Heredity*. <https://doi.org/10.1038/s41437-021-00404-1>
- Roy, S., Saha, T.T., Zou, Z. & Raikhel, A.S. (2018). Regulatory pathways controlling female insect reproduction. *Annual Review of Entomology*, 63, 489-511. <https://doi.org/10.1146/annurev-ent-020117-043258>
- Schachat, S.R. & Labandeira, C.C. (2021). Are insects heading toward their first mass extinction? Distinguishing turnover from crises in their fossil record. *Annals of the Entomological Society of America*, 114(2), 99-118. <https://doi.org/10.1093/aesa/saaa042>
- Sendra-Mocholi, A. (2015). Clase Entognatha Orden Diplura. *Revista IDEA@-SEA*, 35, 1-11.
- Smith, A., Turnbull, K.F., Moulton J.H. & Sinclair, B.J. (2021). Metabolic cost of freeze-thaw and source of CO<sub>2</sub> production in the freeze-tolerant cricket *Gryllus veletis*. *Journal of Experimental Biology*, 224, jeb234419. <https://doi.org/10.1242/jeb234419>
- Thomas, G.W.C., Dohmen, E., Hughes, D.S.T., Murali, S.C., Poelchau, M., Glastad, K., Anstead, C.A., Ayoub, N.A., Batterham, P., Bellair, M., Binford, G.J., Chao, H., Chen, Y.H., Childers, C., Dinh, H., Doddapaneni, H.V., Duan, J.J., Dugan, S., Esposito, L.A., Friedrich, M., ...Richards, S. (2020). Gene content evolution in the arthropods. *Genome Biology*, 21(15), 1-14. <https://doi.org/10.1186/s13059-019-1925-7>
- Toprak, U. (2020). The role of peptide hormones in insect lipid metabolism. *Frontiers in Physiology*. <https://doi.org/10.3389/fphys.2020.00434>
- Villada, H.S., Acosta, H.A. y Velasco, R.J. (2007). Biopolímeros naturales usados en empaques biodegradables. *Temas Agrarios*, 12(2), 5-13.
- Wang, C., Shui, K., Ma, S., Lin, S., Zhang, Y., Wen, B., Deng, W., Xu, H., Hu, H., Guo, A., Xue, Y. & Zhang, L. (2020). Integrated omics in *Drosophila* uncover a circadian kinome. *Nature Communications*, 11, 2710. <https://doi.org/10.1038/s41467-020-16514-z>
- Wipfler, B., Letsch, H., Frandsen, P.B., Kapli, P., Mayer, C., Bartel, D., Buckley, T.R., Donath, A., Edgerly-Rooks, J.S., Fujita, M., Liu, S., Machida, R., Mashimo, Y., Misof, B., Niehuis, O., Peters, R.S., Petersen, M., Podsiadlowski, L., Schütte, K., Shimizu, S., Uchifune, T., Wilbrandt, J., Yan, E., Zhou, X. & Simon, S. (2019). Evolutionary history of Polyneoptera and its implication for our understanding of early winged insects. *Pnas*, 116(8), 3024-3029. <https://doi.org/10.1073/pnas.1817794116>
- Wolf Echeverri, M. (2006). *Insectos de Colombia Guía básica de familias*. Antioquia, Colombia. Universidad de Antioquia.
- Wycke, M.A., Coureaud, G., Thomas-Danguin, T. & Sandoz, J.C. (2020). Configural perception of a binary olfactory mixture in honey bees, as in humans, rodents and newborn rabbits. *Journal of Experimental Biology*, 223, jeb227611. <https://doi.org/10.1242/jeb.227611>

[doi.org/10.1242/jeb227611](https://doi.org/10.1242/jeb227611)

Yang, F.Y., Saqib, H.S.A., Chen, J.H., Ruan, Q.Q., Vasseur, L., He, W.Y. & You, M.S. (2020). Differential profiles of gut microbiota and metabolites associated with host shift of *Plutella xylostella*. *International Journal of Molecular Sciences*, 21, 6283. <https://doi.org/10.3390/ijms21176283>

Yang, H., Xu, D., Zhuo, Z., Hu, J. & Lu, B. (2020). Transcriptome and gene expression analysis of *Rhynchophorus ferrugineus* (Coleoptera: Curculionidae) during developmental stages. *PeerJ*, 1-25. <https://doi.org/10.7717/peerj.10223>

Zhang, H.H., Xie, Y.C., Li, H.J., Zhuo J.C. & Zhang, C.X. (2021). Pleiotropic roles of the orthologue of the *Drosophila melanogaster* Intersex gene in the brown planthopper. *Genes*, 12, 379. <https://doi.org/10.3390/genes12030379>

Zhang, W., Reeves, G.R. & Tautz, D. (2021). Testing implications of the omnigenic model for the genetic analysis of loci identified through genome-wide association. *Current Biology*, 31, 1092-1098. <https://doi.org/10.1016/j.cub.2020.12.023>

[doi.org/10.1016/j.cub.2020.12.023](https://doi.org/10.1016/j.cub.2020.12.023)

Zhang, X., Wang, G., Zhang, S., Chen, S., Wang, Y., Wen, P., Ma, X., Shi, Y., Qi, R., Yang, Y., Liao, Z., Lin, J., Lin, J., Xu, X., Chen, X., Xu, X., Deng, F., Zhao, L., Lee, Y., Wang, R., ...Ming, R. (2020). Genomes of the banyan tree and pollinator wasp provide insights into fig-wasp coevolution. *Cell*, 183(4), 875-889. <https://doi.org/10.1016/j.cell.2020.09.043>

Zhou, S., Morgant, F., Geisz, M.S., Ma, J., Anholt, R.R.H. & Mackay, T.F.C. (2020). Systems genetics of the *Drosophila* metabolome. *Genome Research*, 30, 392-405. <https://doi.org/10.1101/gr243030.118>

Zumaya-Estrada, F.A., Martínez-Barnetche, J., Lavore, A., Rivera-Pomar, R. & Rodríguez, M.H. (2018). Comparative genomics analysis of triatomines reveals common first line and inducible immunity-related genes and the absence of Imd canonical components among hemimetabolous arthropods. *Parasite Vectors*, 11(48). <https://doi.org/10.1186/s13071-017-2561-2>

## Resumen estratégico de artrópodos

### Competencia:

Distingue los apéndices característicos de cada una de las clases más representativas de los grupos Chelicerata y Mandibulata.

En la tabla 6.15 se presenta un cuadro comparativo entre las clases de los Chelicerata y Mandibulata del **Phylum Arthropoda**.

**Tabla 6.15**

Cuadro comparativo de los Chelicerata y Mandibulata.

<b>Phylum: Arthropoda</b>	
	<b>Chelicerata</b>
<b>Clase</b>	<b>Arachnida</b>
Conocidos como	Arácnidos
Ejemplo	Araña de jardín
Tagmas	Prosoma, opistosoma
Antenas	Sin antenas
Mandíbulas (md)	Sin md
Maxilas (mx)	Sin mx
Maxilipedos (mxl)	Sin mxl
	*Apéndices especiales para alimentación líquida: un par de quelíceros y un par de pedipalpos
Ojos compuestos	Carecen
Ocelos o agrupación ocelar	Varios ocelos
Número de patas	Cuatro pares de patas caminadoras, se articulan al prosoma
Animales más conocidos que pertenecen a este grupo taxonómico	Orden Araneae: arañas y tarántulas Orden Scorpiones: escorpiones o alacranes Orden Pseudoescorpiones Orden Opiliones. Orden Acari: ácaros y garrapatas



<b>Phylum: Arthropoda</b>				
	<b>Mandibulata</b>			
	<b>Myriapoda</b>		<b>Crustacea</b>	
<b>Clase</b>	<b>Chilopoda</b>	<b>Diplopoda</b>	<b>Malacostraca</b>	<b>Insecta</b>
<b>Conocidos como</b>	<i>Ciempíes</i>	<i>Milpiés</i>	<i>Crustáceos</i>	<i>Insectos</i>
<b>Ejemplo</b>	<i>Ciempíes</i>	<i>Milpiés</i>	<i>Langosta</i>	<i>Saltamontes</i>
<b>Tagmas</b>	<i>Cabeza, tronco</i>	<i>Cabeza, tronco</i>	<i>Cefalotórax y abdomen (no todos)</i>	<i>Cabeza, tórax, abdomen</i>
<b>Antenas</b>	<i>Un par</i>	<i>Un par</i>	<i>Dos pares</i>	<i>Un par</i>
<b>Mandíbulas</b>	<i>Un par</i>	<i>Un par</i>	<i>Un par</i>	<i>Un par</i>
<b>Maxilas (mx)</b>	<i>Dos pares</i>	<i>Un par modificado: gnatoquilario</i>	<i>2 pares de mx</i>	<i>Un par mx</i>
<b>Maxilipedos (mxl)</b>	<i>Sin mxl</i>	<i>Sin mxl</i>	<i>3 pares de mxl</i>	<i>Sin mxl</i>
<b>Ojos compuestos</b>	<i>Carecen</i>	<i>Carecen</i>	<i>Ojos compuestos pedunculados</i>	<i>Ojos compuestos</i>
<b>Ocelos o agrupación ocelar</b>	<i>Agrupación ocelar</i>	<i>Agrupación ocelar</i>	<i>Sin ocelos</i>	<i>Algunos con ocelos</i>
<b>Número de patas</b>	<i>Un par de patas se articulan por segmento o metámero</i>	<i>Dos pares de patas se articulan por segmento o metámero</i>	<i>Langosta (Orden Decapoda), 5 pares de patas caminadoras</i>	<i>Tres pares de patas que se articulan en el tórax</i>
<b>Animales más conocidos que pertenecen a este grupo taxonómico</b>	<i>Orden Scolopendromorpha (escolopendras)</i>	<i>Orden Julida</i>	<i>Orden Decapoda: Cangrejos, langostas, camarón. Orden Isopoda: Cochinillas de humedad. Orden Euphausiacea: Krill (alimento de ballenas)</i>	<i>órdenes: Coleoptera: mariquita, Hymenoptera: avispas, hormigas, abejorros, Hemiptera: chinches, cigarras Lepidoptera: mariposas, Orthoptera: saltamontes</i>

## Filogenia de artrópodos

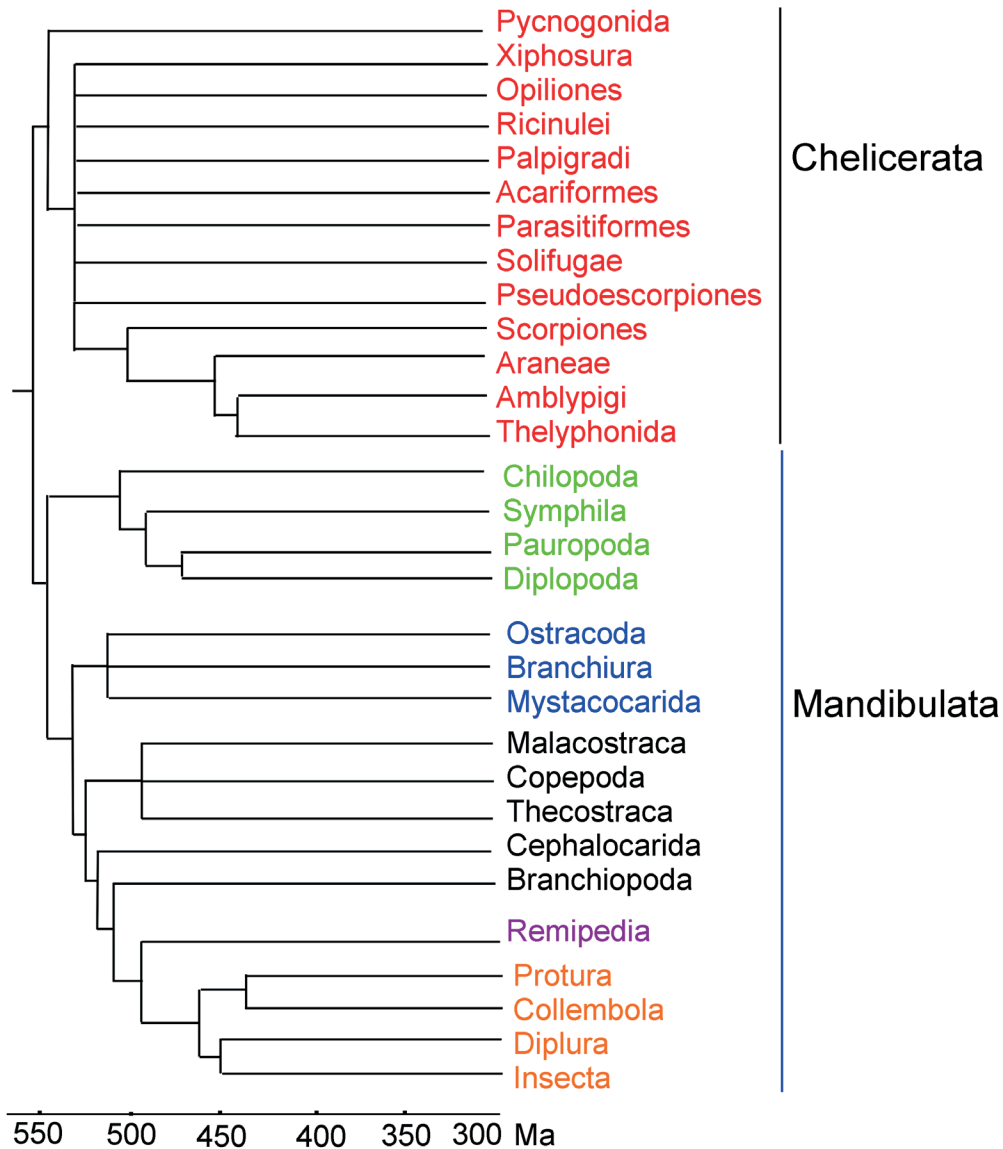
### Competencia:

- Interpreta la filogenia de los artrópodos y relaciona su evolución con el tiempo geológico.

Giribet y Edgecombe (2019) presentaron una filogenia basada en datos moleculares (Fig. 6.64), los artrópodos presentan dos grupos los quelicerados y los mandibulados, en este último grupo se confirma la relación entre los miriápodos y los pancrustáceos y de los crustáceos más próximos a los hexápodos.

### Figura 6.64

Filogenia de artrópodos.



Nota. Modificado de Giribet y Edgecombe (2019).

## La evolución genética de los artrópodos (Thomas *et al.*, 2020)

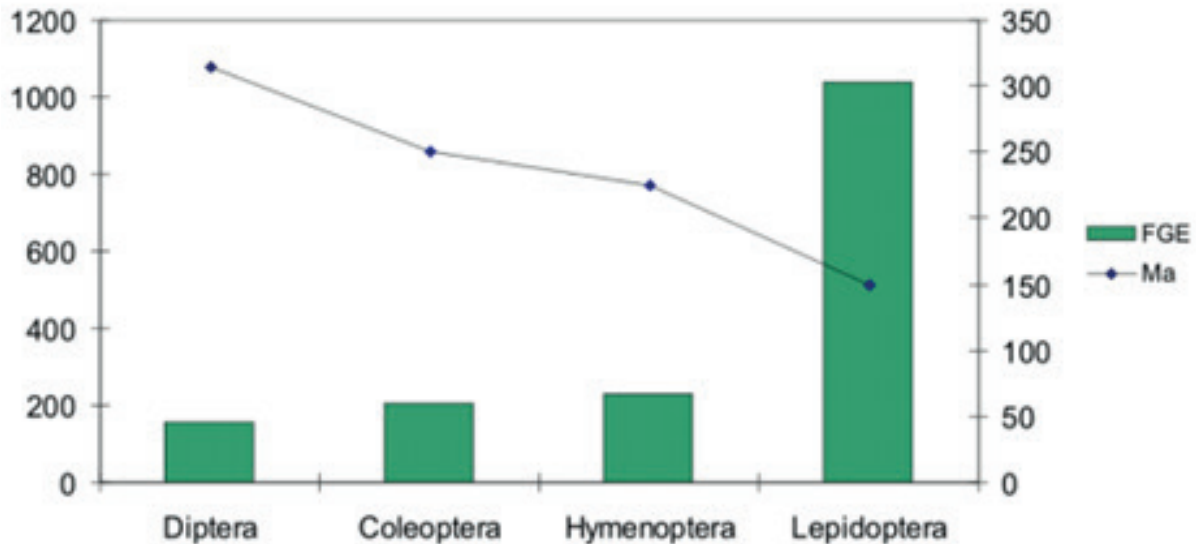
Los artrópodos comparten parte de su genoma con los otros metazoos y hay acuerdo con la filogenia presentada previamente (Fig. 6.64) donde los Chelicerata se mantiene como grupo basal de los artrópodos y se conserva el estatus de los Mandibulata.

En los insectos se precisan 147 familias genéticas, que aparecieron y evolucionaron junto con este grupo. Los holometábolos presentaron diez familias genéticas compartidas por su ancestro inmediato y evolucionaron a partir de los hemimetábolos, posiblemente mediada por una transición y desarrollo de genes preexistentes en los hemimetábolos, como el desarrollo de los discos imaginales.

Lepidoptera fueron los últimos holometábolos en diversificarse, sin embargo, son los que presentan un número mayor de familias génicas emergentes (restringidas a este grupo taxonómico, sin ortólogos ancestrales en otros clados) (Fig. 6.65), igual sucede con los himenópteros especialmente con el género *Bombus* con 850 familias de genes emergentes, el clado que da origen a los Diptera al parecer es el más antiguo y presenta un menor número de familias de genes emergentes, pero registra otro cambio en su genoma, la pérdida de metilación del ADN.

### Figura 6.65

Órdenes de Holometábolos con número de familias de genes emergentes (FGE) y el tiempo geológico de diversificación en Millones de años (Ma), representado por la línea.



Nota. Datos: Thomas *et al.* (2020).

## Los artrópodos y elementos transponibles

Elementos transponibles (TE) en artrópodos implican una fuerza de cambio en la evolución del genoma a través de las pérdidas y ganancias (Wu & Lu, 2019). Los TE al parecer se acumulan en genomas no recombinantes de linajes asexuales de artrópodos (Bast *et al.*, 2016).

La importancia de los TE se evidencia en la adquisición de resistencia a insecticidas, v. g. en la polilla *Helicoverpa armigera* (Lepidoptera, Noctuidae), la inserción de TE en genes específicos confirió resistencia a insecticidas (Klai *et al.*, 2020). Su papel en la adaptación se ejemplifica con la polilla moteada británica *Biston betularia*, en la que un TE repetido en tándem confiere una ventaja adaptativa en respuesta a cambios ambientales a corto plazo (Petersen *et al.*, 2019).

En ingeniería genética el uso del transposon *piggyBac* aislado de la polilla *Trichoplusia ni*, resultó ser exitoso al no dejar rastros después de la escisión del sitio de inserción y por su facilidad para la transposición y transferencia de fragmentos grandes de ADN. Se usa en la transgénesis de varios organismos, también en aplicaciones de terapia génica y en mutagénesis de inserción (Laptev *et al.*, 2018).

En los crustáceos en general la cantidad de TE varia, v. g. en camarones y cangrejos acuáticos puede estar entre 50,4 y 57% del genoma, en *Daphnia pulex* entre 7,4 y 12,9% y en ostrácodo asexual

*Darwinula stevensoni* entre el 19 al 26% (Schön *et al.*, 2021).

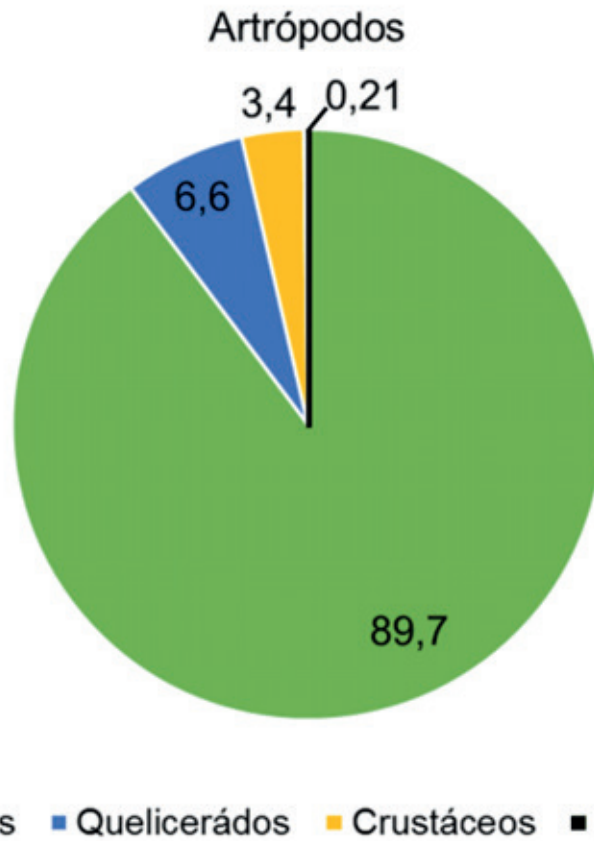
En insectos los TE están relacionados con adaptaciones, envejecimiento e inmunidad antiviral (Gilbert *et al.*, 2021). Por otra parte, en Lepidoptera se evidencia una tasa alta de transferencia genética horizontal de TE y se relaciona con el baculovirus, Reiss *et al.* (2019) plantearon a los baculovirus como vectores de los TE, no sólo en lepidópteros sino también en los artrópodos.

El genoma de tres especies de dípteros: dos especies de *Aedes*, *A. aegypti* y *A. albopictus* y *Culex quinquefasciatus* presentaron más del 40% de TE y se planteó el intercambio por transferencia horizontal entre mosquitos (Melo & Wallau, 2020). Los TE de *Anopheles coluzzii* proporcionan promotores y sitios de unión de factores de transcripción para genes relacionados con inmunidad y resistencia a insecticidas (Vargas-Chavez *et al.*, 2020).

Hay una variación amplia entre el porcentaje de TE tanto entre órdenes de insectos como entre diferentes especies de un mismo género, v. g. el 60% de TE encontrado en la langosta *Locusta migratoria* y en Diptera, *Aedes aegypti* con un 55% y el mosquito antártico *Belgica antarctica*, menos del 1%, en el género *Drosophila*, el 40% en *D. ananassae* y el 10% en *D. miranda* y *D. simulans* (Petersen *et al.*, 2019).

## Ejercicio

1. Analice el siguiente gráfico, donde se indican los porcentajes del número de especies por taxones del filo artrópodos y responda las preguntas.



- a. ¿Qué porcentaje recibe cada uno de los subfilos en cuanto al número de especies del filo?
- b. Del subfilo Mandibulata, anote en orden decreciente los grupos con mayor número de especies.
- c. Escribe un párrafo donde justifique a qué se debe el éxito de los insectos en el planeta.

2. Seleccione un artrópodo representativo de cada una de las clases, dibújelo y rotule los apéndices que aparecen en la tabla del cuadro comparativo de los subfilos Chelicerata y Mandibulata.
3. Escoja una de las clases de artrópodo y los animales más conocidos incluidos en esa clase, realice un ensayo sobre su diversidad, hábitat y hábitos.
4. Con base en la filogenia de los artrópodos presentada en la figura 6.64, encierre los clados donde se agrupan los quelicerados y mandibulados e identifique el tiempo aproximado de evolución. Identifique también los clados donde están los miriápodos, hexápodos y reúne en un círculo los crustáceos.
5. ¿Según la filogenia, qué grupos de artrópodos son los de evolución más reciente?
6. Observe y señale qué clados no están resueltos ¿Porqué crees que pasó esto? ¿Qué sugerencias puedes dar para solucionar esto?

## Bibliografía

- Bast, J., Schaefer, I., Schwander, T., Ma-raun, M., Scheu, S. & Kraaijeveld, K. (2016). No accumulation of transposable elements in asexual Arthropods. *Molecular Biology and Evolution*, 33(3), 697-706. <https://doi.org/10.1093/molbev/msv261>
- Gilbert, C., Peccoud, J. & Cordaux, R. (2021). Transposable elements and the evolution of insects. *Annual Review of Entomology*, 66, 355-372. <https://doi.org/10.1146/annurev-ento-070720-074650>
- Giribet, G. & Edgecombe, G.D. (2019). The phylogeny and evolutionary history of arthropods. *Current Biology*, 29, 592-602. <https://doi.org/10.1016/j.cub.2019.04.057>
- Klai, K., Chénais, B., Zidi, M., Djebbi, S., Caruso, A., Denis, F., Confais, J., Badawi, M., Casse, N. & Mezghani Khemakhem, M. (2020). Screening of *Helicoverpa armigera* mobilome revealed transposable element insertions in insecticide resistance genes. *Insects*, 11, 12. <https://doi.org/10.3390/insects11120879>
- Laptev, IA., Raevskaya, NM., Filimonova, NA. & Sineoky, SP. (2017). The *piggYBac* transposon as a tool in genetic engineering. *Applied Biochemistry and Microbiology*, 53, 874-881. <https://doi.org/10.1134/S000368381709006X>
- Melo, E.S.d. & Wallau, G.L. (2020). Mosquito genomes are frequently invaded by transposable elements through horizontal transfer. *PloS Genetics*, 16(11), e1008946. <https://doi.org/10.1371/journal.pgen.1008946>
- Petersen, M., Armisén, D., Gibbs, RA., Hering, L., Khilla, A., Mayer, G., Richards, S., Niehuis, O. & Misof, B. (2019). Diversity and evolution of the transposable element repertoire in arthropods with particular reference to insects. *BMC Evolutionary Biology*, 19, 11. <https://doi.org/10.1186/s12862-018-1324-9>
- Reiss, D., Mialdea, G., Miele, V., De Vienne, D.M., Peccoud, J., Gilbert, C., Duret, L. & Charlat, S. (2019). Global survey of mobile DNA horizontal transfer in arthropods reveals Lepidoptera as a prime hotspot. *PloS Genetics*, 15, e1007965. <https://doi.org/10.1371/journal.pgen.1007965>
- Schön, I., Rodriguez, F., Dunn, M., Martens, K., Shribak, M. & Arkhipova, IR. (2021). A survey of transposon landscapes in the putative ancient asexual ostracod *Darwinula stevensoni*. *Genes*, 12, 401. <https://doi.org/10.3390/genes12030401>
- Thomas, G.W.C., Dohmen, E., Hughes, D.S.T., Murali, S.C., Poelchau, M., Glastad, K., Anstead, C.A., Ayoub, NA., Batterham, P., Bellair, M., Binford, GJ., Chao, H., Chen, YH., Childers, C., Dinh, H., Doddapaneni, HV., Duan, J.J., Dugan, S., Esposito, LA., Friedrich, M.,...Richards, S. (2020). Gene content evolution in the arthropods. *Genome Biology*, 21(15), 1-14. <https://doi.org/10.1186/s13059-019-1925-7>
- Vargas-Chavez, C., Longo Pendy, N.M., Nsango, S.E., Aguilera, L., Ayala, D. & González, J. (2020). Impact of transposable elements on the genome of the urban malaria vector *Anopheles coluzzii*. *BioRxiv*. <https://doi.org/10.1101/2020.11.22.393231>
- Wu, C. & Lu, J. (2019). Diversification of transposable elements in Arthropods and its impact on genome evolution. *Genes*, 10(5), 338. <https://doi.org/10.3390/genes10050338>

## **Séptima Unidad:** Equinodermos y Xenacelomorfos

---





## **Propósitos**

- Identifique y describa las características diagnósticas morfológicas de los equinodermos.
- Realice una clasificación taxonómica mínimo hasta el nivel de clase en los equinodermos.
- Reconozca la importancia evolutiva y filogenética del filo equinodermos.
- Relacione los xenacelomorfos con los equinodermos.

## **Competencias**

- Especifica la importancia y función del sistema ambulacral en los equinodermos.
- Relaciona cada una de las clases de equinodermos con un ejemplo concreto y con las principales características que los distinguen.
- Especifica las características que relacionan evolutiva y filogenéticamente a los equinodermos con los hemicordados.
- Asocia los xenacelomorfos con los equinodermos, a través de la filogenia.

## Introducción

Los equinodermos constituyen un filo de animales deuterostomados con adaptaciones a la vida en el mar que desarrollaron simetría pentarradial y un sistema hidráulico complejo y multifuncional. Se presenta la morfología externa e interna y las cinco clases vivientes ilustradas y, a través de la conexión con la filogenia ani-

mal se relacionan con los hemicordados. Por otra parte, los xenacoelomorfos son gusanos marinos con tasas de evolución altas y constituyen el grupo hermano de los Ambulacraria. En esta unidad se presenta una diagnosis y figuras de los tres filos representativos.

### 7.1 Equinodermos (*Echinodermata*)

#### Competencia:

- Especifica la importancia y función del sistema ambulacral en los equinodermos.

**Importancia** (González-Navarro, 2012, Luparello *et al.*, 2020, Pérez *et al.*, 2015, Solís-Marín y Laguarda-Figueras, 2010).

- Los Equinodermos contribuyen a mantener el equilibrio de ecosistemas marinos tales como los arrecifes coralinos, al regular las poblaciones (abundancia o mortalidad) tanto de equinodermos como de biota acompañante: algas marinas, corales y peces, el desequilibrio en el ecosistema puede conllevar al incremento de bioerosión y detrimento de la complejidad estructural.
- Las estrellas de mar juegan papel importante como depredadores en sistemas coralinos y arrecifes rocosos, los ofiuros por su abundancia pueden ser indicadores de impacto ambiental. Mientras que los holoturoideos son muy importantes en el mantenimiento de la productividad

de los ambientes marinos porque actúan como agentes de bioturbación.

- En algunos países asiáticos, los pepinos de mar se usan en la gastronomía, al igual que en Chile y en el sur de Argentina se comen las gónadas de algunos erizos.
- La industria farmacéutica extrae varias sustancias de los pepinos de mar.
- Las estrellas de mar han sido utilizadas para estudios ecológicos, de toxicología y de calentamiento global.
- Los crinoideos son importantes desde el punto de vista paleontológico y filogenético por ser los primeros en originarse en el Cámbrico (ver Anexo 1), y los únicos en retener el celoma dividido en tres partes.
- Importancia médica, los huevos, el fluido celómico y biomoléculas de erizos marinos, con actividad antimicrobiana, antiinflamatoria y potenciales para el tratamiento de cáncer de mama y enfermedades neurodegenerativas.

## Morfología externa e interna de los equinodermos

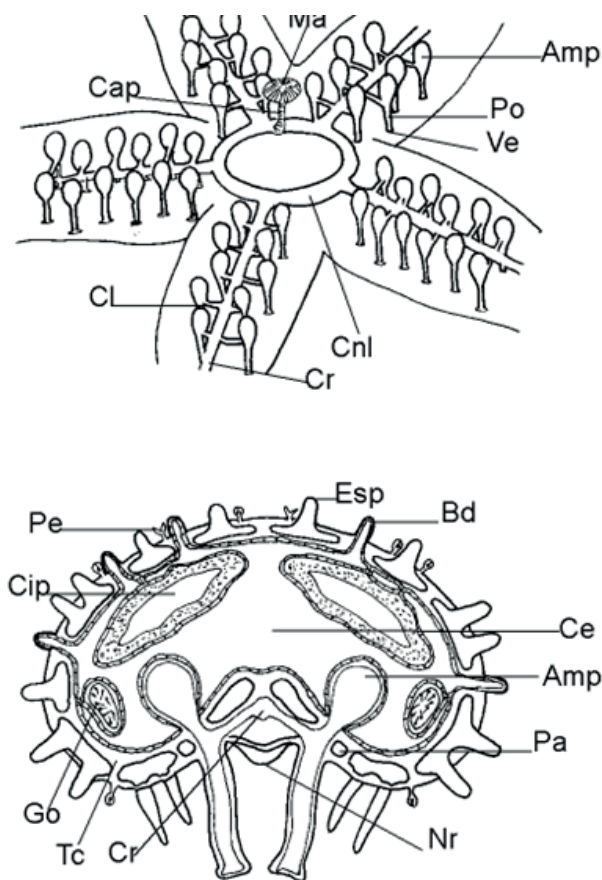
Los equinodermos son marinos, la mayoría bentónicos, otros están en el área intermareal, plataforma continental o en la zona costera y, algunos sésiles como los lirios de mar con pedúnculo. La mayoría son depredadores, algunos carroñeros o detritívoros o suspensívoros. Sus características los hacen únicos dentro de los invertebrados por tener una simetría pentarradial derivada de la simetría bilateral de las larvas. Al carecer de cabeza la boca se ubica ventralmente en el centro y el ano en el área dorsal,

en los pepinos de mar la boca está en la parte anterior, y el ano en la posterior o aboral.

El **sistema ambulacral** es propio de los equinodermos (Fig. 7.1). Consta de un sistema de canales hidráulicos dispuestos de acuerdo con la simetría del animal, los cuales desembocan en apéndices denominados pies ambulacrales, este sistema conecta con el exterior a través de una placa cribosa llamada **madreporito** (Fig. 7.1).

### Figura 7.1

*Sistema hidráulico (vascular acuífero) de la estrella de mar y el brazo de la estrella en sección transversal. Amp: ampolla, Bd: branquia dérmica, Cap: canal pétreo, Ce: celoma, Cip: ciego pilórico, Cl: canal lateral, Cnl: canal anular, Cr: canal radial, Go: gónoda, Esp: espina, Ma: madreporito, Nr: nervio radial, Pa: placa ambulacral, Pe: pedicelo, Po: podio, Tc: tejido conjuntivo, Ve: ventosa.*



**Nota.** Redibujado de Buchsbaum (1938).

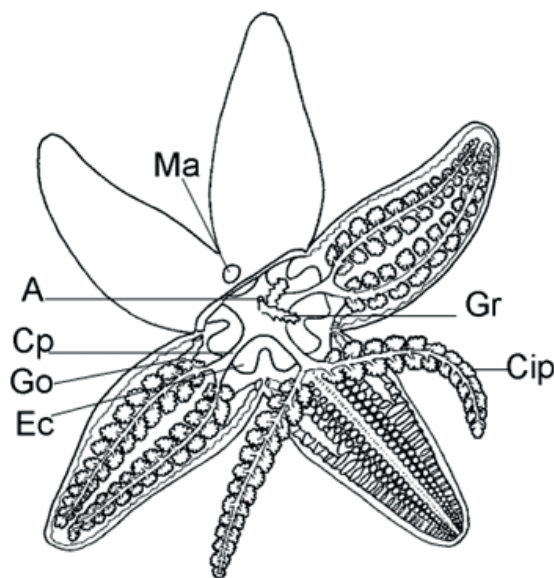
La estrella de mar, puede evertir su estómago, sostenido por ligamentos gástricos unidos a la cresta ambulacral de los brazos de la estrella, el estómago vierte las secreciones enzimáticas (digestión extraoral), producidos por los **ciegos pilóricos** en la presa (Fig. 7.2), luego pasan todos estos materiales al interior del estómago donde procede el resto de la digestión y el estómago vuelve al interior del cuerpo, las partes duras como conchas son regurgitadas por la boca. Los

ofiuos tienen un sistema digestivo reducido por no tener intestino, ano y prolongaciones digestivas hacia los brazos, las espinas de los brazos secretan moco que contribuye a atrapar el alimento.

Los erizos de mar, presentan un aparato masticador formado por cinco dientes llamado **linterna de Aristóteles** y los ofiuos presentan cinco placas (osículos especializados) alrededor de la boca que funcionan como mandíbulas.

### Figura 7.2

*Estrella de mar vista dorsal, indicando el sistema digestivo. A: ano, Cip, ciego pilórico, Cp: conducto pilórico, Ec: estómago cardiaco, Go: gónoda, Gr: glándula rectal, Ma: madreporito.*



**Nota.** Redibujado de Buchsbaum (1938).

### El sistema nervioso

El sistema nervioso central de los equinodermos está formado por un anillo nervioso circumoral que se conecta con nervios radiales (pentarradial) y el sistema periférico ubicado en órganos efectores como: vísceras, podios, músculos de la pared corporal y tejido conectivo.

Presenta neurotransmisores: acetilcolina, catecolaminas, histamina, aminoácidos, GABA y neuropéptidos (Díaz-Balzac y García-Arras, 2020).

Para el movimiento, alimentación y automía entran en acción varios mecanismos entre estos el **tejido conectivo** de

la dermis (Fig. 7.2) con propiedades de rigidez, viscosidad y resistencia. Forma los ligamentos y tendones, y actúa conjuntamente con el músculo liso, coordinados por el sistema nervioso. El tejido conectivo también es el responsable de la **autotomía** de apéndices en respuesta al ataque de depredadores, trauma o enfermedades (Pérez *et al.*, 2015).

Los **pies ambulacrales** son los responsables de la locomoción por acción de las válvulas de las ampollas del sistema ambulacral (Fig. 7.1). Carecen de sistema excretor y el **sistema hemal** es reducido. La respiración y excreción se producen por difusión a través de las paredes de los pies ambulacrales y de las pápulas. Los pepinos de mar si presentan estructuras especiales para la respiración, los árboles respiratorios en la cavidad del celoma y se unen a la parte final del intestino o cloaca. Las características más relevantes y las clases de los equinodermos se indican en la figura 7.3.

### **Gónodas y composición de lípidos**

Las gónodas de tres especies de erizos comestibles, presentaron una composición de lípidos con proporciones altas de ácidos grasos poliinsaturados, especialmente EPA y fosfolípidos (v. g. fosfatidilcolina). Por otra parte, el desarrollo y crecimiento de las gónodas del erizo *Strongylocentrotus intermedius* están asociadas con la biosíntesis de EPA, y con la expresión de los genes Aldh7a1, Ecm3, Fads2 y Hsd17bl2 (Wang *et al.*, 2020, Zhou *et al.*, 2018).

## **Clasificación del filo Echinodermata (Pérez *et al.*, 2015)**

### **Competencia:**

- Relaciona cada una de las clases de equinodermos con un ejemplo concreto y con las principales características que los distinguen.

### **Subfilo Pelmatozoa**

Clase Crinoidea (Fig. 7.4). Es la clase con menor diversidad, pero la más antigua en el registro geológico. La subclase Articulata incluye las especies vivientes, órdenes:

Comatulida (taxón más diverso, sin pedúnculo). Especies pedunculadas "lirios de mar": Cyrtocrinida, Hyocrinida e Isocrinida.

### **Subfilo Eleutherozoa**

Clase Ophiuroidea (Fig. 7.5) "serpientes de mar", "estrellas frágiles"

Esta clase es la más diversa en el filo, con dos órdenes: Euryalida "cestas de mar" y Ophiurida, es el más diverso.

Clase Asteroidea (Figs. 7.1 y 7.2), con siete órdenes.

Orden Forcipulatida pertenecen las estrellas de mar

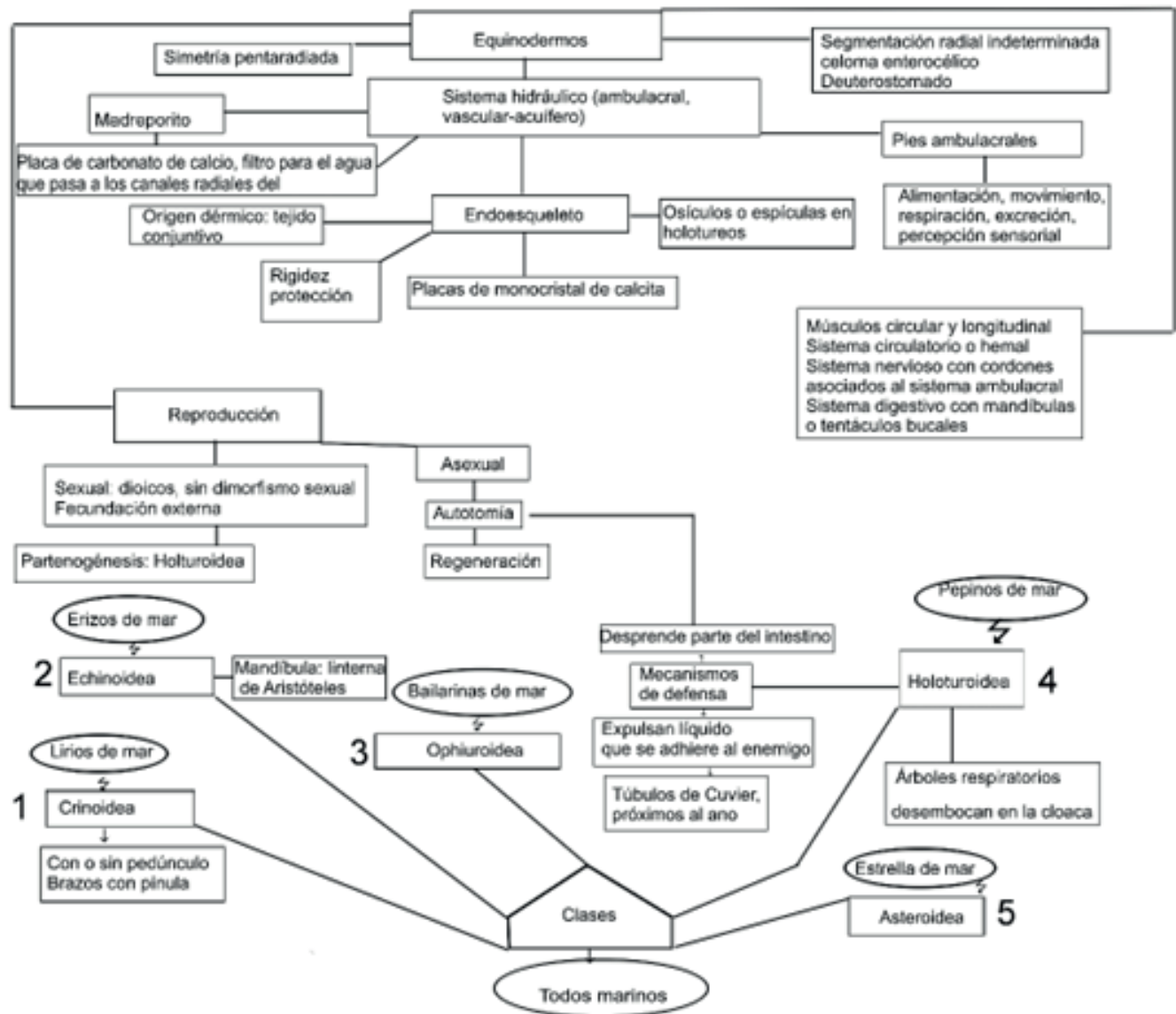
Clase Echinoidea. Con 2 subclases

Cidaroidea, con un único orden: Cidaroida y Euechinoidea con 14 órdenes, algunos que contienen erizos regulares (forma globosa, simetría radial) son: Echinothurioida, Arbacioida, Camarodonta y Diadematoidea (Figs. 7.6 y 7.7), y de erizos irregulares (acorazados y dólares de mar): Clypeasteroidea (Figs. 7.8-7.10), Spatangoida y Holasteroidea.

Clase Holotuoidea (Fig. 7.11), con cinco órdenes: Molpadiida, Elasipodida, Dendrochirotida, Aspidochirotida y Apodida.

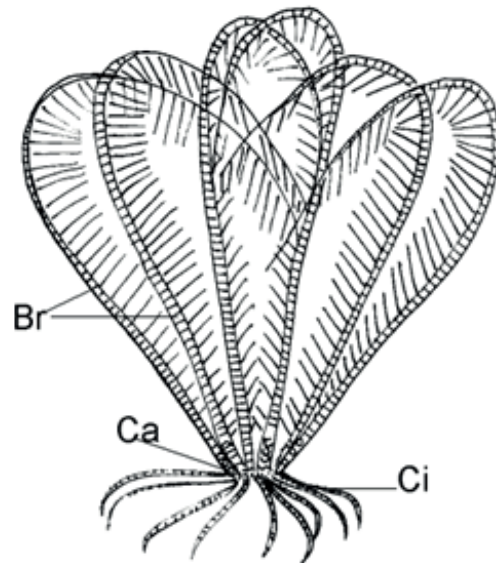
**Figura 7.3**

*Equinodermos características distintivas y clases, indicadas por números.*



**Figura 7.4**

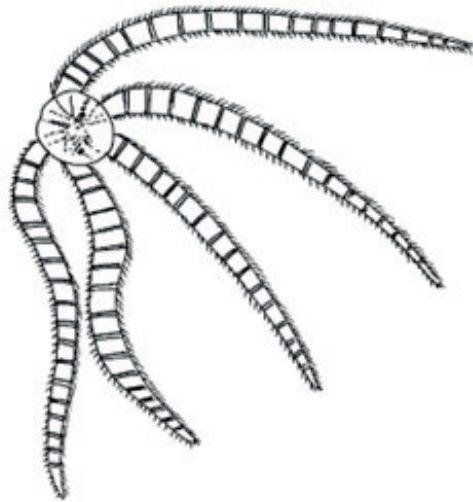
*Neometra*, crinoideo sin pedúnculo.



**Nota.** Redibujado de Brusca y Brusca, (2005)

**Figura 7.5**

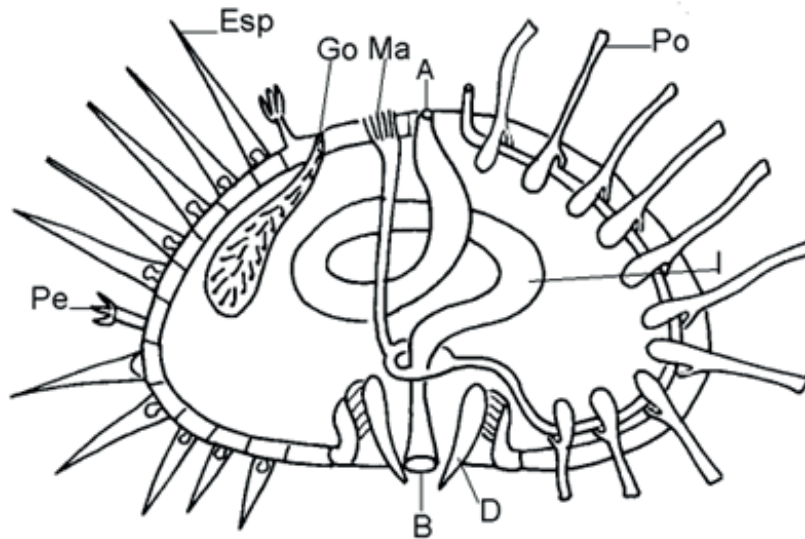
*Ofiura Ophionensis squamulosa*.



**Nota.** Dibujada de Garcés y Romero (2003).

**Figura 7.6**

Erizo de mar, morfología interna. A: ano, B: boca, D: diente, Esp: espina calcárea, Go: gónoda, I: intestino, Ma: madreporito, Pe: pedicelo, Po: podio.



**Nota.** Redibujado de Buchsbaum (1938).

**Figura 7.7**

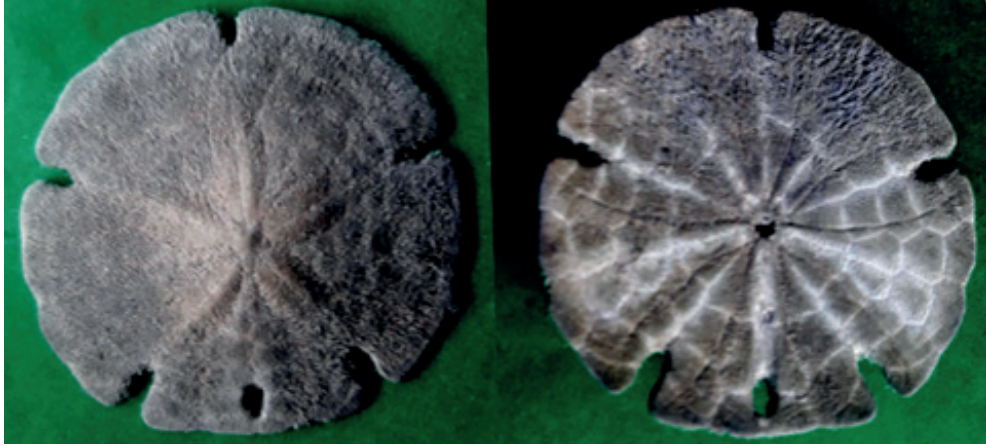
*Diadema mexicanum* "erizo aguja" en un acantilado rocoso del Pacífico Neotropical.





**Figura 7.8**

*Encope grandis* del Océano Pacífico, Colombia, vista dorsal y ventral.



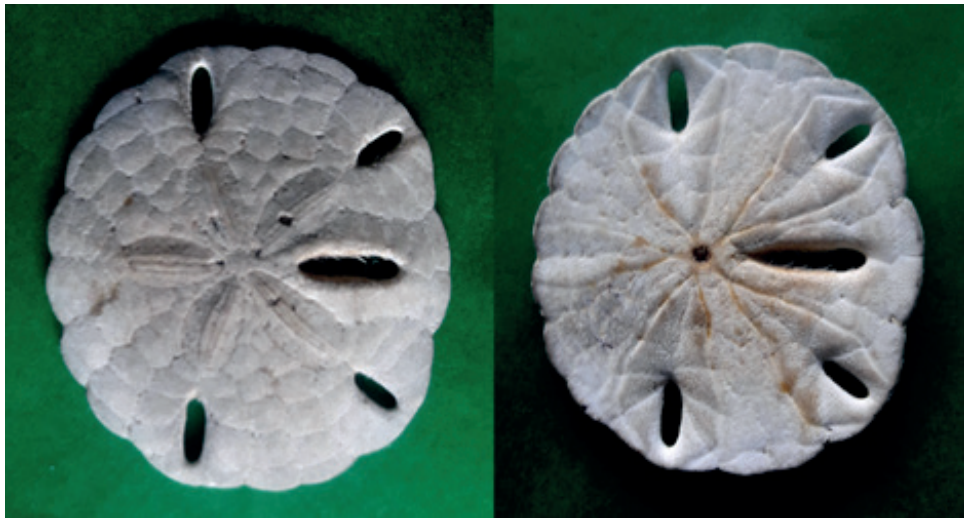
**Figura 7.9**

*Encope micropora* del Océano Pacífico, Ecuador, vista aboral.



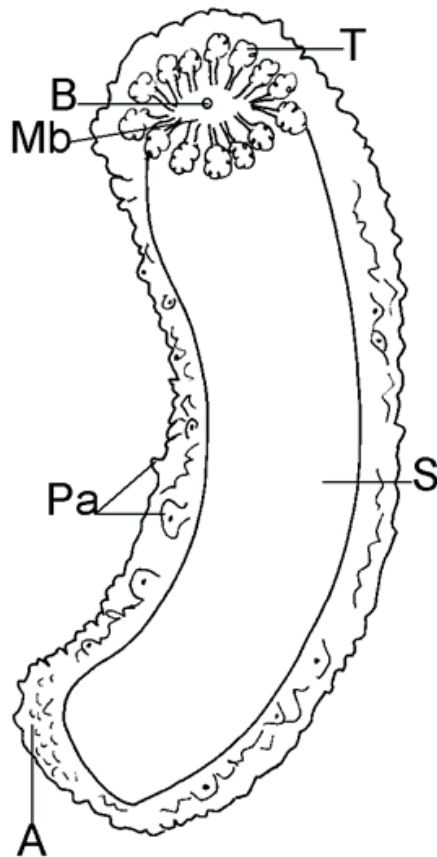
**Figura 7.10**

*Mellita quinquiesperforata* del Caribe de Colombia, vista dorsal y ventral.



**Figura 7.11**

Holotúrido, morfología externa. A: ano, B: boca, Mb: membrana basal, Pa: papilas, S: suela ventral, T: tentáculo.



**Nota.** Redibujado de González-Navarro (2012).

### Competencia:

- Especifica las características que relacionan evolutiva y filogenéticamente a los equinodermos con los hemicordados.

Según el análisis filogenómico de Philippe *et al.* (2019), presentado en la figura 7.12, el clado basal de los Echinodermata corresponde a Crinoidea y, los Echinodermata y Hemichordata que son grupos hermanos forman el grupo Ambulacraria, a su vez grupo hermano de los Xenacoelomorpha. Todos deuterostomados. Francis y Canfield (2020) plantean los Ambulacraria como grupo hermano de los Bilateria.

Los grupos de equinodermos fueron adquiriendo poco a poco sus características (Tabla 7.1, ver anexo 1, eras geológicas), es importante el surgimiento del esqueleto de calcita, que inicia con mineralización de elementos esqueléticos (placas, oscículos), denominado **estereoma**, posteriormente surge el sistema hidrostático o vascular que inicialmente fue muy simple con uno o dos ambulacros hasta llegar al presente con disposición ambulacral pentámera. Por otra parte, los primeros grupos de equinodermos presentaron simetría bilateral al igual que las larvas de los equinodermos actuales (Fig. 7.13) (Zamora *et al.*, 2012).

Equinodermos es el único grupo de invertebrados **deuterostomados** y con celoma **enterocélico**, características que

los relacionan evolutivamente y filogenéticamente más con los hemicordados y cordados que con el resto de invertebrados. Las características que comparte con estos últimos son: a) segmentación radial, b) celoma por enterocelia, c) mesodermo procedente del endodermo, d) deuterostomados y e) larva tipo dipléurula: larva hipotética cilíndrica y bilateral que dio origen a la larva de los equinodermos (Fig. 7.13) (Ocaña y Pérez-Ruzafa, 2004). De acuerdo con la filogenia de la figura 7.12 son evidentes las relaciones entre equinodermos y hemicordados, sin embargo, no están establecidas las relaciones de estos dos últimos y los cordados.

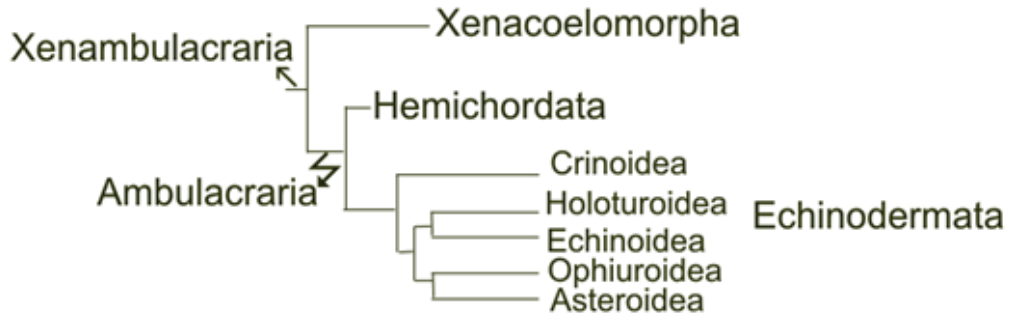
Además, en los equinodermos se presenta evolución convergente del desarrollo del esqueleto larvario (Dylus *et al.*, 2018) y la metamorfosis pentarradial está regulada por genes (Byrne *et al.*, 2020).

### **Equinodermos y hemicordados comparten genes Hox**

El último ancestro común de los equinodermos conservó una disposición de 10 genes Hox, similares al del hemicordado, los cambios en equinodermos se dieron en Hox4 o Hox6 y la inversión/translocación de los genes anteriores. Al parecer los genes Hox posteriores, son los reguladores del plan corporal pentámero. La divergencia entre protóstomos y deuteróstomos se plantea cerca de los 500 millones de años (ver Anexo 1) (Li *et al.*, 2020).

**Figura 7.12**

Filogenia molecular de Equinodermos.



**Nota.** Redibujada de Philippe *et al.* (2019).

**Tabla 7.1**

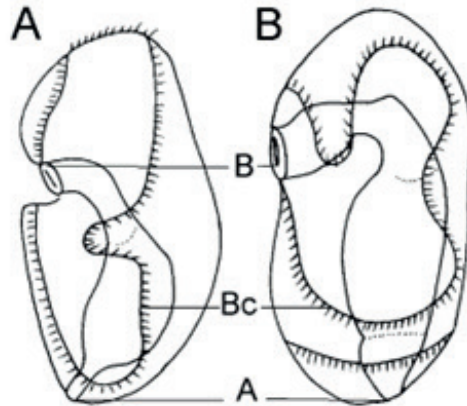
Grupo de equinodermos ancestrales, tiempo geológico de aparición y característica nueva que portaron (Pérez *et al.*, 2015, Zamora *et al.*, 2012).

<b>Orden</b>	<b>Edad (Ma: millones de años)</b>	<b>Característica distintiva</b>
<i>Stylophora †</i>	<i>Cámbrico Medio-Carbonífero Superior</i>	<i>Primero en presentar estereoma, algunos con hendiduras branquiales</i>
<i>Soluta †</i>	<i>Cámbrico Medio-Devónico Inferior</i>	<i>Aparece sistema vascular acuífero</i>
<i>Eocrinoidea †</i>	<i>Silúrico 420 Ma</i>	<i>Aparece simetría radial pentámera</i>
<i>Edrioasteroidea †</i>	<i>Silúrico 420 Ma</i>	
<i>Heliocoplacoidea †</i>	<i>Silúrico 420 Ma</i>	
<i>Equinodermos actuales</i>	<i>Ordovícico 485 Ma</i>	<i>Aparecen los Crinoideos. Primeros fósiles Ordovícico 475 Ma</i>

† linajes extintos

### Figura 7.13

Larvas, A. *bipinnaria* de estrella de mar, B. *tornaria* de gusano bellota (Hemicordado). A: ano. B: boca, Bc: bandas ciliadas.



**Nota.** Redibujado de Vilee (1988).

## 7.2 Xenacelomorfos

### Competencia:

- Asocia los xenacelomorfos con los equinodermos, a través de la filogenia.

### Características de los Xenacoelomorpha

Son gusanos marinos, dorsoventralmente aplanados, simetría bilateral, epidermis con microfilamentos, sistema digestivo incompleto. Carecen de sistemas circulatorio, respiratorio, excretor u gónadas definidas, algunos con un ganglio anterior, otros una red de neuronas subepidérmicas, músculos longitudinales y circulares, desarrollo directo (según, Brusca *et al.*, 2016).

Los acelos comparten varias proteínas asociadas a los dominios de la familia de genes homeóticos Hox 4/5/6 central, dos acelos *Praesagittifera naikaiensis* y *Symsagittifera roscoffensis* comparten otro péptido de Hox 9/11/13 posterior. Todos los

xenacelomorfos comparten un pentapéptido específico (KEGKL) de Hox 1 anterior que no es compartido con los Bilateria. La evidencia anterior apoya la monofilia de los xenacelomorfos (Ueki *et al.*, 2019).

La simplicidad de los xenacelomorfos deriva de la **pérdida secundaria de caracteres** como el celoma, órganos excretores o cordón nervioso. Respecto al sistema excretor parece haber evolucionado independientemente en Xenambulacraria y en otros Bilateria. Por otra parte, la velocidad de evolución de estos linajes es rápida Acoela > Nemertodermatida > Xenoturbellida (Maelétaz, 2019, Philippe *et al.*, 2019).

Los genes reguladores de la transcripción del genoma y las moléculas de señalización de acelo *Praesagittifera naikaiensis*, fueron analizadas por Arimoto *et al.* (2019). En el primer grupo, los más abun-

dantes fueron el dedo de zinc tipo C<sub>2</sub>H<sub>2</sub> y los genes del dominio Homeobox. La familia más grande de moléculas de señalización fue la tirosina quinasa, representada por 316 genes, seguidos por los genes de la subunidad  $\alpha$  de la proteína G, 31 genes, el factor de crecimiento epidérmico (EGF) con 28 genes, y los genes reguladores de la proteína G, 16 genes.

### **Subfilos y algunos géneros y especies representativas**

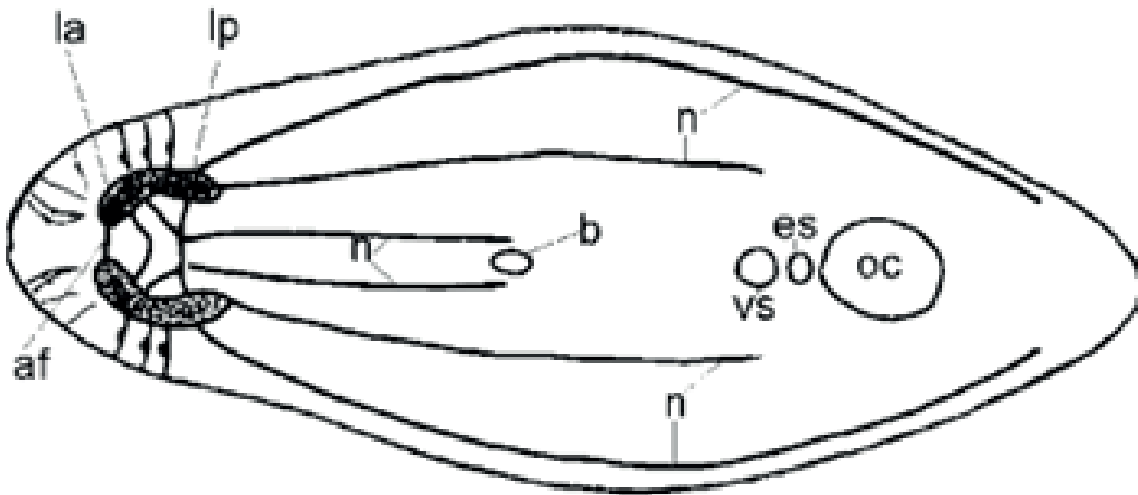
**Subfilo Acoela** (Fig. 7.14), *Hofstenia miamia*, *Isodiametra pulchra*, *Myopea callaeum*, *Paratomella unichaeta*, *Praesagittifera naikaiensis*, *Proporus bermudensis*, *Symsagittifera roscoffensis*, *Solenofilomorpha crezei*.

**Subfilo Nemertodermatida** (Fig. 7.15), *Ascoparia*, *Flagellophora apelti*, *Meara stichopi*, *Nemertoderma westbladi*.

**Subfilo Xenoturbellida** (Fig. 7.16), *Xenoturbella churro*, *X. hollandorum*, *X. monstruosa*, *X. profunda*.

### **Figura 7.14**

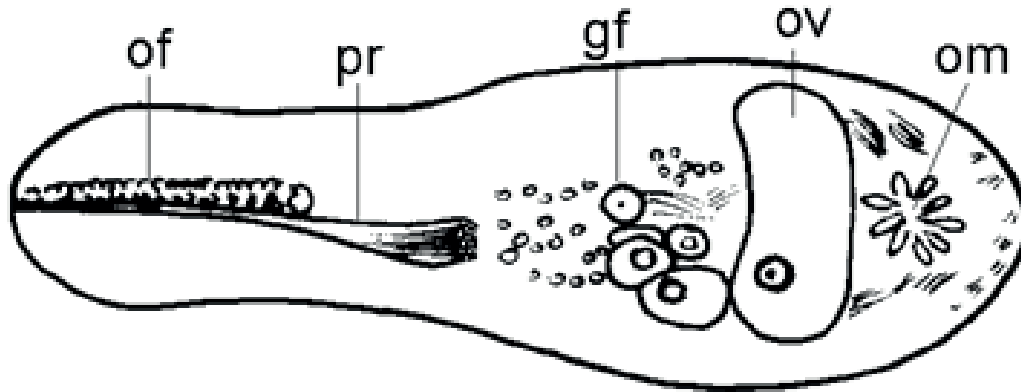
*Acelo*, vista dorsal, af: anillo frontal, b: boca, es: esfínter, la: lóbulo anterior, lp: lóbulo posterior, n: nervios, oc: órgano copulador, vs: vesícula seminal.



**Nota.** Modificado de Brusca *et al.* (2016).

**Figura 7.15**

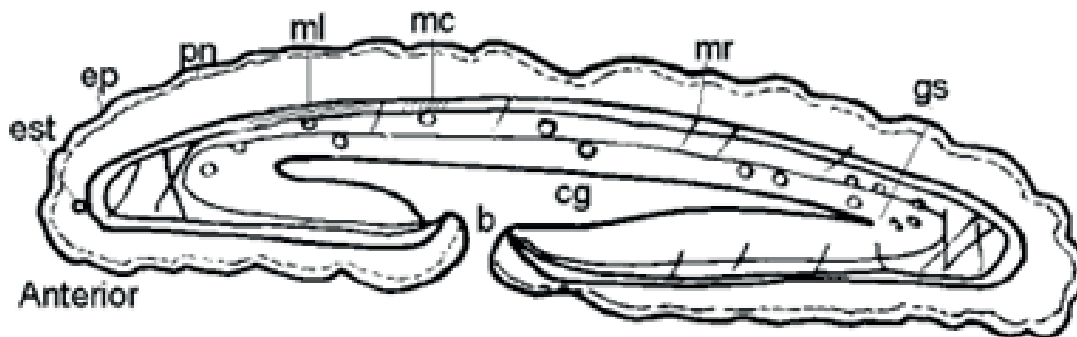
*Nemertodermátido, vista dorsal, gf: gonoporo femenino, of: órgano frontal, om: órgano copulador del macho, ov: ovario, pr: probóscide.*



**Nota.** Modificado de Brusca *et al.* (2016).

**Figura 7.16**

*Xenoturbélido, vista lateral, b: boca, cg: cavidad gástrica, ep: epidermis, est: estatocisto, gs: gastrodermis, mc: músculos circulares, ml: músculos longitudinales, mr: músculos radiales, pn: plexo nervioso.*



**Nota.** Modificado de Brusca *et al.* (2016).

## Sabías que

Las células gliales están presentes en los equinodermos (Pérez et al., 2015).

La respuesta inmune de los equinodermos está mediada por citoquinas sintetizadas por celomocitos (Wu et al., 2020).

Hay más de 13000 especies de fósiles de equinodermos y los primeros aparecieron en el Cámbrico (Pérez et al., 2015).

El erizo de mar *Mesocentrotus franciscanus* puede durar más de 100 años, y *Strongylocentrotus purpuratus*, más de 50 años. Su poder de regeneración se mantiene a pesar del envejecimiento (Bodnar y Coffman, 2016).

Los metabolitos producidos por los equinodermos pueden tener efectos antibacteriales y antifúngicos (Pastrana-Franco et al., 2015).

El pepino del Pacífico mexicano *Euapta godeffroyi* puede alcanzar más de 3 m de largo (Solís-Marín et al., 2014).

*Praesagittifera naikaiensis*, es una especie modelo para estudios en los Acoela (Hikosaka-Katayama et al., 2020).

Cambios en el ambiente pueden inducir plasticidad fenotípica con relación a la metilación del ADN en el erizo de mar *Strongylocentrotus purpuratus*, relevante ante el actual cambio climático que afecta el calentamiento del océano (Strader et al., 2020).

El acelo *S. roscoffensis* presenta la sinaptotagmina una proteína altamente conservada del sistema nervioso que capta moléculas de calcio (Gavilán et al., 2016).



## Ejercicio

1. Con base en la información de equinodermos llene la siguiente tabla

	<i>Equinoidea</i>	<i>Holoturoidea</i>	<i>Ophiuroidea</i>	<i>Asteroidea</i>	<i>Crinoidea</i>
<i>Esquema del animal</i>					
<i>Ubicación de la boca</i>					
<i>Ubicación del ano</i>					
<i>Mineralización de esqueleto</i>					

- ¿Por qué se dice que la simetría pentarradial de los equinodermos es secundaria?
- ¿Cuál es la importancia del sistema ambulacral para los equinodermos?
- Escriba un párrafo de interpretación de la posición de los equinodermos respecto a otros deuterostomados, tenga en cuenta la figura 7.12.
- Con base en la figura 7.12 señale el clado de los xenacelomorfos y encierre en un óvalo el grupo hermano, ¿Cómo se llama ese clado del grupo hermano y que taxones lo componen?
- Escriba un párrafo donde indique la posición filogenética de los xenacelomorfos y ¿Cuál es su interés en la zoología?
- Cuatro especies del género *Xenoturbella*, se presentan en la siguiente tabla, datos según Rouse *et al.* (2016).

<i>Tamaño (cm)</i>	<i>Lugar</i>	<i>Profundidad (m)</i>
> 20	<i>Cañón de Monterrey</i>	2890
2,5	<i>Cañón de Monterrey</i>	631
10	<i>Golfo de California</i>	1722
15	<i>Golfo de California</i>	3700

Con base en la tabla anterior, responde.

- ¿En cuál océano se ubican estas localidades?
- ¿En qué rangos de profundidad se encuentran las especies de *Xenoturbella*?
- ¿En qué rango varia el largo del cuerpo de las cuatro especies de *Xenoturbella*?
- ¿Qué conclusión puedes sacar sobre el hábitat y distribución de estas cuatro especies de *Xenoturbella*?

## Lecturas recomendadas

- Algunas de las familias de las clases: Asteroidea, Crinoidea y Ofiuroidea del Caribe de Colombia (Benavides-Serrato *et al.*, 2011)
- Estrella de mar corona de espinas y su relación con el arrecife coralino del Golfo de México (Hernández-Morales, 2018)
- Biología y ecología de una especie de pepino de mar (González-Navarro, 2012)
- Autotomía en equinodermos (Wilkie, 1978)
- Equinodermos del Pacífico de Colombia: de la Isla Malpelo (Cohen, 2008) y de Isla Gorgona (Giraldo y Valencia, 2012)
- Los equinodermos del Pacífico Mexicano (Caso, 1997)
- *Diadema mexicanum* del Pacífico Tropical Oriental (Alvarado *et al.*, 2015)
- Relaciones de los equinodermos con los arrecifes de coral en Veracruz (Morales-Quijano *et al.*, 2017)
- Efectos fisiológicos en el tejido muscular inducidos por la melatonina presente en el líquido celómico del pepino de mar (Ding *et al.*, 2019)
- Erizos regulares del Golfo de México, se alimentan de esponjas y cnidarios asociados al sustrato de los arrecifes coralinos (González-Gándara *et al.*, 2019)
- Deuterostomados, propuesta para ubicación de los vertebrados (Irie *et al.*, 2018)
- Sistema nervioso en los xenacelomorfos desde una red intraepidérmica a un cerebro anterior (Perea-Atienza *et al.*, 2015)
- Probable pérdida de genes en los xenacelomorfos, del total presente en el último ancestro común de Bilateria (Brauchle *et al.*, 2018)
- Detección de neuropéptidos en los Xenacoelomorpha (Dittmann *et al.*, 2018)

## Bibliografía

- Alvarado, J.J., Reyes-Bonilla, H. y Benítez-Villalobos F. (2015). *Diadema mexicanum*, erizo de mar clave en los arrecifes coralinos del Pacífico Tropical Oriental: lo que sabemos y perspectivas futuras (Diadematoidea: Diadematidae). *Revista de Biología Tropical*, 63(2), 135-157.
- Arimoto, A., Hikosaka-Katayama, T., Hikosaka, A., Tagawa, K., Inoue, T., Ueki, T., Yoshida, M., Kanda, M., Shoguchi, E., Hisata, K. & Satoh, N. (2019). A draft nuclear-genome assembly of the acoel flatworm *Praesagittifera naikaiensis*. *GigaScience*, 8(4). <https://doi.org/10.1093/gigascience/giz023>
- Benavides-Serrato, M., Borrero-Pérez, G.H. y Díaz-Sánchez, C.M. (2011). Equinodermos del Caribe colombiano I, Crinoidea, Asteroidea y Ophiuroidea. Santa Marta, Colombia. Serie de Publicaciones Especiales de Invemar 22. 384 p.
- Bodnar, A.G. & Coffman, J.A. (2016). Maintenance of somatic tissue regeneration with age in short and long lived species of sea urchins. *Aging Cell*, 15(4), 778-787. <https://doi.org/10.1111/acer.12487>
- [Brauchle, M., Bilican, A., Eyer, C., Bailly, X., Martínez, P., Ladurner, P., Bruggmann, R. & Sprecher, S.G. \(2018\). Xenacoelomorpha survey reveals that all 11 animal homeobox gene classes were present in the first bilaterians. \*Genome Biology and Evolution\*, 10\(9\), 2205-2217. <https://doi.org/10.1093/gbe/evy170>](https://doi.org/10.1093/gbe/evy170)
- Brusca, R.C. y Brusca, G.J. (2005). *Invertebrados* (2.ª ed.). McGraw-Hill-Interamericana.
- Brusca, R.C., Moore, W. & Shuster, S.M. (2016). *Invertebrates*. Sunderland, Sinauer Associates, Inc, Third Edition.
- Buchsbaum, R. (1938). *Animals without backbones. An introduction to the invertebrates*. The University of Chicago.
- Byrne, M., Koop, D., Strbenac, D., Cisternas, P., Balogh, R., Yang, J.Y.H., Davidson, P.L. & Wray, G. (2020). Transcriptomic analysis of sea star development through metamorphosis to the highly derived pentamerous body plan with a focus on neural transcription factors. *DNA Research*, 1: 27(1), dsaa007. <https://doi.org/10.1093/dnares/dsaa007>
- Caso, M.E. (1997). *Los Equinodermos del Pacífico de México Parte tercera. Orden Clypeasteroidea. Contribución 83*. México. UNAM. Publicaciones especiales Centro de Ciencias del Mar y Limnología.
- Cohen, M.A. (2008). *Equinodermos del Santuario de Fauna y flora Malpelo, Pacífico Colombiano*. (Trabajo de grado, Fundación Universidad Jorge Tadeo Lozano. Facultad de Ciencias Naturales. Programa de Biología Marina).
- Díaz-Balzac, CA & García-Arras, J.E. (2020). Echinoderm Nervous System <https://doi.org/10.1093/acrefore/97801902640086.013.205>
- Ding, K., Zhang, L., Zhang, T., Yang, H. & Brinkman, R. (2019). The effect of melatonin on locomotor behavior and muscle physiology in the sea cucumber *Apostichopus japonicus*. *Frontiers in Physiology*. <https://doi.org/10.3389/fphys.2019.00221>
- Dittmann, I.L., Zauchner, T., Nevard, L.M., Telford, M.J. & Egger, B. (2018). SALMFamide2 and serotonin immunoreactivity in the nervous system of some acoels

- (Xenacoelomorpha). *Journal of Morphology*, 279(5). <https://doi.org/10.1002/jmor.20794>
- Dylus, D.V., Czarkwiani, A., Blowes, L.M., Elphick, M.R. & Oliveri, P. (2018). Developmental transcriptomics of the brittle star *Amphiura filiformis* reveals gene regulatory network rewiring in echinoderm larval skeleton evolution. *Genome Biology*, 19(1), 26. <https://doi.org/10.1186/s13059-018-1402-8>
- Francis, W.R. & Canfield, D.E. (2020). Very few sites can reshape the inferred phylogenetic tree. *Bioinformatics and Genomics*. <https://doi.org/10.7717/peerj.8865>
- Gavilán, B., Perea-Atienza, E. & Martínez, P. (2016). Xenacoelomorpha: a case of independent nervous system centralization? *Philosophical Transactions of the Royal Society B*, 371, 20150039. <https://doi.org/10.1098/rstb.2015.0039>
- Garcés, N. y Romero, C. (2003). Caracterización estructura de la comunidad de ofiuros (Echinodermata: Ophiuroidea) presente en la zona norte de la Bahía de Gaira (Caribe Colombiano), asociada al mesolitoral rocoso. (Trabajo de grado, Fundación Universidad Jorge Tadeo Lozano. Facultad de Biología Marina).
- Giraldo, A. y Valencia, B. (comp). (2012). Isla Gorgona Paraíso de biodiversidad y ciencia. Cali, Valle del Cauca, Colombia. Programa Editorial Universidad del Valle. Colección Ciencias Naturales y Exactas.
- González-Gándara, C., Jordán-Garza, AG., Ortiz-Lozano, LD., Salas-Pérez, JJ. y Domínguez-Barradas, C. (2019). Las comunidades de erizos regulares de dos bancos sumergidos de Veracruz, México. En A. Granados-Barba, L. Ortiz-Lozano, C. González-Gándara y D. Salas-Monreal (Eds.). *Estudios Científicos en el Corredor Arrecifal del Suroeste del Golfo de México*. (pp. 99-112). Universidad Autónoma de Campeche. <https://doi.org/10.26359/epomex0319>
- González-Navarro, P. (2012). *Biología y Ecología de las Holoturias (Echinodermata: Holothuroidea) de la Isla de Gran Canaria (Atlántico Central-Oriental)*. España. Las Palmas de Gran Canaria.
- Hernández-Morales, A. (2018). Estudio de la estrella de mar "Corona de espinas" *Acanthaster planci* (Echinodermata: Acanthasteridae) en las comunidades arrecifales del Golfo de California. (Tesis de maestría, Instituto Politécnico Nacional. Centro Interdisciplinario de Ciencias Marinas). <https://doi.org/10.13140/RG.2.2.21747.58408/1>
- Hickman, F. y Hickman, C. (1991). *Zoología Manual de Laboratorio*. Interamericana McGraw-Hill.
- Hikosaka-Katayama, T., Watanuki, N., Niiho, S. & Hikosaka, A. (2020). Geographical Distribution and Genetic Diversity of *Praesagittifera naikaiensis* (Acoelomorpha) in the Seto Inland Sea, Japan. *Zoological Science*, 37(4), 314-322. <https://doi.org/10.2108/zs190119>
- Irie, N., Satoh, N. & Kuratani, S. (2018). The phylum Vertebrata: a case for zoological recognition. *Zoological Letters*, 4(32), 1-20. <https://doi.org/10.1186/s40851-018-0114-y>
- Li, Y., Omori, A., Flores, RL., Satterfield, S., Nguyen, C., Ota, T., Tsurugaya, T., Iku-ta, T., Ikeo, K., Kikuchi, M., Leong, JCK., Reich, A., Hao, M., Wan, W., Dong, Y., Ren, Y., Zhang, S., Uesaka, M., Uchida, Y.,...Irie, N. (2020). Genomic insights of body transition from bilateral to pentameral sy-

metry in Echinoderms. *Communications Biology*, 3, 371. <https://doi.org/10.1038/s42003-020-1091-1>

Luparello, C., Ragona, D., Asaro, DML., Lazzara, V., Affranchi, F., Arizza, V. & Vazzana M. (2020). Cell-free coelomic fluid extracts of the sea urchin *Arbacia lixula* impair mitochondrial potential and cell cycle distribution and stimulate reactive oxygen species production and autophagic activity in triple-negative MDA-MB231 breast cancer cells. *Journal Marine Science and Engineering*, 8, 261. <https://doi.org/10.3390/jmse804261>

Maelétaz, F. (2019). Zoology: worming into the origin Bilaterians. *Current Biology*, 29(5). <https://doi.org/10.1016/j.cub.2019.05.006>

Morales-Quijano I., De La Cruz-Francisco, V., González-González, M. y Argüelles-Jiménez, J. (2017). Diversidad y abundancia de los equinodermos y su relación con la cobertura bentónica del arrecife Enmedio, Sistema Arrecifal Lobos-Tuxpan, México. *Revista de Ciencias Marinas y Costeras*, 9(2), 51-74. <https://doi.org/10.15359/revmar.9-2.3>

Ocaña, A. y Pérez-Ruzafa, A. (2004). Los equinodermos de las costas andaluzas. *Acta Granates*, 3, 83-136.

Pastrana-Franco, O., Santafé Patiño, G. y Angulo Ortiz, A.A. (2015). Actividad antibacteriana y antifúngica de la estrella de mar *Oreaster reticulatus* (Valvatida: Oreasteriadae) y de los erizos de mar *Mellita quinquiesperforata* (Clypeasteroidea: Mellitidae) y *Diadema antillarum* (Diadematoidea: Diadematoidea) del Caribe Colombiano. *Revista de Biología Tropical*, 63(2), 329-337. <https://doi.org/10.15517/rbt.v63i2.23167>

Perea-Atienza, E., Gavilán, B., Chiodin, M., Abril, J.F., Hoff, K.J., Poustka, A.J. & Martínez, P. (2015). The nervous system of Xenacoelomorpha: a genomic perspective. *Journal of Experimental Biology*, 218, 618-628. <https://doi.org/10.1242/jeb.110379>

Pérez, A.F., Gil, D.G. y Rubilar, T. (2015). Echinodermata. En Vazquez Mazzini (Eds.). *Los invertebrados marinos*. (pp.

295-316). Buenos Aires, Argentina.

Philippe, H., Poustka, A.J. Chiodin, M., Hoff, K.J., Dessimoz, C., Tomiczek, B., Schiffer, P.H., Müller, S., Domman, D., Horn, M., Kuhl, H, Timmermann, B., Satoh, N., Hikosaka-Katayama, T., Nakano, H., Rowe, ML., Elphick, MR., Thomas-Chollier, M., Hankeln, T.,... Telford, MJ. (2019). Mitigating anticipated effects of systematic errors supports sister-group relationship between Xenacoelomorpha and Ambulacraria. *Current Biology*, 29, 1818-1826. <https://doi.org/10.1016/j.cub.2019.04.009>

Rouse, GW., Wilson, NG., Carvajal, JI. & Vrijenhoek, RC. (2016). New deep-sea species of *Xenoturbella* and the position of Xenacoelomorpha. *Nature*, 530, 94-97. <https://doi.org/10.1038/nature16545>

Solís-Marín, F.A. y Laguarda-Figueras A. (2010). Equinodermos. En R. Durán y M. Méndez (Eds.). *Biodiversidad y Desarrollo Humano en Yucatán* (pp. 248-249). México. CICY, PPD-FMAM, CONABIO, SEDUMA.

Solís-Marín, F.A., Laguarda-Figueras, A. y Honey-Escandón, M. (2014). Biodiversidad de equinodermos (Echinodermata) en México. *Revista Mexicana de Biodiversidad*, Supl 85, 441-449. <https://doi.org/10.7550/rmb.31805>

Strader, M.E., Kozal, L.C., Leach, T.S., Wong, J.M., Chamorro, J.D., Housh, M.J. & Hofmann, G.E. (2020). Examining the role of DNA methylation in transcriptomic plasticity of early stage sea urchins: developmental and maternal effects in a kelp forest herbivore. *Frontiers in Marine Science*, 7, 205. <https://doi.org/10.3389/fmars.2020.00205>

Ueki, T., Arimoto, A., Tagawa, K. & Satoh, N. (2019). Xenacoelomorph-Specific Hox peptides: insights into the Phylogeny of Acoels, Nemertodermatids, and Xenoturbellids. *Zoologica Science*, 36(5), 395-401. <https://doi.org/10.2108/zs190045>

Villee, C.A. (1988). *Biología* (7.<sup>a</sup> ed.). McGrawHill.

Wang, H., Ding, J., Ding, S. & Chang, Y. (2020). Integrated metabolomic and transcriptomic analyses identify critical genes in eicosapentaenoic acid biosynthesis and metabolism in the sea urchin *Strongylocentrotus intermedius*. *Scientific Reports*, 10(1697). <https://doi.org/10.1038/s41598-020-58643-x>

Wilkie, I.C. (1978). Arm autotomy in brittlestars (Echinodermata: Ophiuroidea). *Journal of Zoology*, 186(3), 311-330. <https://doi.org/10.1111/j.1469-7998.1978.tb03920.x>

Wu, X., Chen, T., Huo, D., Yu, Z., Ruan, Y., Cheng, C., Jiang, X. & Ren, C. (2020). Transcriptomic analysis of sea cucumber (*Holothuria leucospilota*) coelomocytes revealed the echinoderm cytokine response during immune challenge. *BMC Genomics*, 21(306). <https://doi.org/10.1186/s12864-020-6698-6>

Zamora, S., Dominguez, P. y Vargas, P. (2012). Equinodermos 36. En P. Vargas, R. Zardoya (Eds.). *El árbol de la vida: sistemática y evolución de los seres vivos*. (pp. 360-371).

Zhou, X., Zhou, D.Y., Lu, T., Liu, Z.Y., Zhao, Q., Liu, Y.X., Hu, X.P., Zhang, J.H. & Shahidi, F. (2018). Characterization of lipids in three species of sea urchin. *Food Chemistry*, 241, 97-103. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2017.08.076>

**Abertura** (L., aperura, de aprire, descubrir). Orificio, abertura de la primera espira de la concha de un gasterópodo, o "boca" de la concha.

**Aboral** (L., ab, desde, + os, boca). Región opuesta a la boca.

**Acelomado** (Gr., a, sin + koiloma, cavidad). Animal sin celoma, ó cavidad corporal, como los platelmintos.

**Acetábulo** (L., acetabulum, pequeña salsera para vinagre). Ventosa ventral de los trematodos.

**Acrón** (Gr., acron, extremo). Parte anterior del cuerpo de los anélidos. Se refiere igual a la región preoral del embrión del filo de los artrópodos.

**Aductor** (L., ad, hacia, + ducere, conducir). Músculo que dirige un ápice hacia el eje de simetría principal o músculo que cierra las valvas de un molusco.

**Alimentación por filtración** Proceso de alimentación mediante el cual las partículas alimenticias son filtradas del agua en que están suspendidas (plancton y detritos).

**Almeja** Molusco bivalvo marino comestible.

**Ambulacro** (L., ambulare, andar). En equinodermos, surcos radiales por donde los pies ambulacrales del sistema acuífero salen al exterior.

**Amebocito** (Gr., amoibe, cambio + kitos, recipiente hueco). Cualquier célula libre capaz de moverse por medio de pseudópodos, algunos tipos de células sanguíneas.

En poríferos células encargadas de la digestión de partículas alimenticias.

**Ameboide** (Gr., amoibe, cambio, + oide, semejante a). Semejante a la ameba por llevar pseudópodos.

**Amoniaco NH<sub>3</sub>**, producto de deshecho tóxico, soluble en agua, alcalino, procedente de la desaminación de los aminoácidos y el ácido úrico.

**Ammonitas** Son fósiles de Cefalópodos característicos de ciertos terrenos de la época secundaria, llegan a caracterizar ciertas zonas geológicas, en Colombia se encuentran por ejemplo en Villeta y Guadalupe, al noreste de Bogotá, en el sur en el piedemonte del Putumayo.

**Ampolla** (L., ampulla, frasco, redoma). Vesícula membranosa. Dilatación en un extremo de cada canal semicircular revestida de epitelio sensorial, vesícula muscularizada sobre el pie ambulacral en el aparato acuífero de los equinodermos.

**Ancestral** Relativo a los antepasados.

**Anélidos** (L., annellus, pequeño anillo, + ida, sufijo pl.). Comprende los gusanos segmentados, protostomados, celomados, tienen huevos con segmentación espiral y desarrollo determinado (mosaico). A este grupo pertenecen la lombriz de tierra, gusanos dulciacuícolas (oligoquetos) y las sanguijuelas (hirudíneos).

**Anfidio** (Gr., amphidea, algo que está ligado alrededor). Cada uno del par de órganos sensoriales anteriores de ciertos nemátodos, son invaginaciones ciegas de la cutícula. Alcanzan su forma más elevada de desarrollo en los nematodos marinos.

**Anisogametos** (Gr., anisos, distinto, + gametes, esposo). Gametos de una especie que difieren en forma o tamaño.

**Anómuros** Sub-división de los crustáceos. Tienen el abdomen blando no reducido, tienen reducido el quinto par de patas. A este grupo pertenecen los “cangrejos ermitaños”.

**Antena** (L., antenna, palo mastelero). Apéndice sensorial de la cabeza de los artrópodos, o el segundo de los dos pares similares en los crustáceos.

**Anterior** (L., anterior, comparativo de ante, antes). Extremo de un organismo donde se encuentra la cabeza, o (como adjetivo) hacia ese extremo.

**Antozoos** (Gr., anthos, flor). Clase del filo de los celenterados que poseen un penacho de tentáculos.

**Apareamiento** Unión de macho y hembra adultos para la reproducción, característica de especies dioicas.

**Apéndice** (L., appendice, appendere, pender). En general, cualquier parte pequeña de un animal unida a otra parte principal.

**Apéndice** (L., ad, hacia, + pendere, suspender). Relativo a los apéndices, perteneciente al apéndice vermiforme.

**Apical** (L., apex, extremo). Perteneciente al extremo o ápice.

**Arquenterón** (Gr., arche, comienzo, + enteron, tubo digestivo). Cavity principal de un embrión en estado de gástrula, queda tapizado por endodermo y representa un futuro tubo digestivo.

**Arqueocitos** (Gr., archaios, comienzo, + kytos, conducto hueco). Células ameboides que desempeñan diversas funciones en las esponjas, dan origen a óvulos y espermatozoides.

**Articulados** (L., articulato, Fr., articulé). Formados por segmentos.

**Artrópodos** (Gr., arthron, unión, + pous, podos, pie). Miembro del filo de los animales invertebrados caracterizado por las extremidades articuladas y el esqueleto externo. Incluye los insectos, los arácnidos y los crustáceos. Es el filo con el mayor número de especies del Reino Animal. Pertenecen a la rama de los protostomados, celomados esquizocélicos, con simetría bilateral, triblásticos.

**Áscaris** (Gr., askaris, lombriz intestinal). Género al que pertenece la lombriz intestinal. Nemátodo, *Ascaris lumbricoides* nemátodos común en el hombre.

**Asconoide** (Gr., askos, vejiga). La forma más simple de las esponjas, con canales que conducen directamente del exterior al interior.

**Asexual** reproducción celular de las células somáticas, por mitosis.

**Atrio** (L., atrium, vestíbulo). Espongocelo o cavidad que abre al ósculo en las esponjas.

**Aurícula** (L., aurícula, diminutivo de auris, aurícula). Una de las cámaras poco muscularizadas del corazón.

**Basis, basipodito** (Gr., basis, base, + pous, podos, pie). El segundo o distal, de los artejos del protopodio del apéndice de un crustáceo.

**Bentos** (Gr., benthos, profundidades del mar). Organismos que viven en el fondo de mares y lagos, adj. bentónico. También, propio del fondo del mar.

**Bioluminiscencia** Producción de luz por los organismos vivos, en los que ciertas proteínas (luciferinas) en presencia de oxígeno y una enzima (luciferasa) se transforman en oxiluciferinas liberando luz en el proceso.



**Bipinnaria** (L., bi, doble, + pinna, ala, + aria, semejantes a). Larva ciliada, de simetría bilateral y de vida libre de los equinodermos asteroideos, da lugar a la larva braquiolaria.

**Birrámico** (L., bi, doble, + ramus, rama). Adjetivo que se refiere a los apéndices divididos en dos partes o ramas, por oposición a unirrámeo, sin ramificar.

**Blastocele** (Gr., blastos, germen, + koilos, hueco). Cavidad de la blástula.

**Blastómero** (Gr., blastos, germen, + meros, parte). Una célula resultante de las divisiones de segmentación del cigoto.

**Blastoporo** (Gr., blastos, germen, + poros, poro). Abertura del arquenterón de la gástrula.

**Blástula** (Gr., blastos, germen, + L., ula, diminutivo). Estado embrionario temprano de la mayoría de los animales, consta de una masa hueca de células. En algunos casos es rellena y se llama mórula.

**Bolsa** (it., borsa). Una estructura asciforme. Por lo común se refiere a una cámara reproductiva femenina destinada a la recepción y almacenamiento temporal de los espermatozoides que se reciben durante el apareamiento.

**Bolsa de tinta** Mecanismo de defensa de los cefalópodos, es un anexo del recto que desemboca en el ano. La tinta expulsada le permite al animal la huida, ya que forma una nube que lo enmascara.

**Branquial** (Gr., branchia, branquia). Relativo a las branquias.

**Braquial** (L., brachium, brazo). Relativo al brazo.

**Braquiuros** (L., braqui, corto, + uro, cola). Crustáceos de abdomen reducido. Etimológicamente: "cola corta".

**Bucal** (L., bucca, boca). Relativo a la cavidad bucal o a la boca.

**Bulbo en llama o flamígero** Estructura hueca especializada en excreción u osmorregulación, que consta de una o varias pequeñas células con un penacho de cilios ("llama") situadas en el extremo de un túbulo diminuto, los túbulos se conectan entre sí y, finalmente, abren al exterior. Ver solenocito, protonefridio.

**Calcificado** Parte del cuerpo de un animal endurecida por sales de calcio.

**Caparazón** (Bajo L., caparo, especie de capa). Escudo protector que cubre el cefalotórax de ciertos crustáceos, esqueleto externo de los quelonios, cubierta mineralizada de ciertos protozoos.

**Capullo** Cubierta protectora de un estado larvario o quiescente, a veces usado para referirse tanto al continente como al contenido, por ejemplo, el capullo de una mariposa o la cubierta protectora del embrión en desarrollo de ciertos anélidos.

**Cavidad gastrovascular** (Gr., gaster, estómago, + L., vasculum, vaso pequeño). Cavidad del cuerpo de ciertos invertebrados inferiores que poseen funciones digestivas y circulatorias, con una única abertura como boca y ano.

**Cavidad paleal** (L., palium, manto). Cavidad del manto, característica de los moluscos, espacio existente entre la concha y el manto, en la cual se abren los orificios genitales, aparato excretor y órganos respiratorios.

**Cefalización** (Gr., kephale, cabeza). Proceso por el cual se localizan ciertos apéndices y órganos de los sentidos en el extremo anterior de los animales.

**Cefálica** (Gr., kephale, cabeza). Que pertenece a la cabeza.

**Cefalotórax** (Gr., kephale, cabeza). Parte anterior del cuerpo de los arácnidos y crustáceos superiores, en la que la cabeza se encuentra fusionada con todos o algunos de los segmentos torácicos.

**Celenterados** (Gr., koilos, concavidad, + enteron, intestino, + L., ata [sufijo pl.], caracterizados por). Término equivalente a Cnidarios.

**Celenterón** (Gr., koilos, hueco, + enteron, intestino). Cavidad interna de los cnidarios, cavidad gastrovascular, arquenterón.

**Celoma** (Gr., koiloma, cavidad). Cavidad del cuerpo de los animales triblásticos, revestida de peritoneo mesodérmico.

**Cercaria** (Gr., kerkos, cola, + L., aria, semejante a). Larva de los trematodos, con aspecto que recuerda al de un renacuajo.

**Céstodo** (L., cestus, correa). Grupo de gusanos planos al que pertenece la lombriz solitaria (tenia). Platelmineto, acelomado.

**Cigoto** (Gr., zygotos, unido). Huevo fecundado.

**Cirro** (L., cirrus, rizo, bucle). Penacho filiforme en el apéndice de un insecto, orgánulo locomotor de cilios fusionados, órgano copulatorio de los machos de algunos invertebrados. Nombre que se da a diversos apéndices, por lo general tentaculiformes, en diferentes grupos animales.

**Cisticerco** (Gr., kystis, vejiga, + kerkos, cola). Forma juvenil (larva) de ciertos platelminetos (tenia) que toma aspecto vesiculoso, llena de fluido y que contiene un escólex invaginado, comparar con cisticercoide.

**Cisticercoide** (Gr., kystis, vejiga, + kerkos, cola). Forma juvenil de ciertos platelminetos que se enquistan, contiene un escólex invaginado, comparar con cisticerco.

**Cisticercosis** La cisticercosis en el ser humano más a menudo causada por las larvas de la *Taenia solium*, que tienen predilección por los músculos esqueléticos y el sistema nervioso. La infección humana es iniciada por el estadio de huevo. En todos los casos los huevos maduran en el intestino delgado y las larvas (oncosferas) son transportadas hacia los tejidos por el torrente circulatorio.

**Clitelo** (L., clitellae, albarda). Zona engrosada en forma de silla de montar en el tercio anterior del cuerpo de muchos oligoquetos y sanguijuelas. El clitelo juega un papel importante en la reproducción, incluye la secreción de moco que rodea a las lombrices durante la cópula y la secreción de un capullo que recibe los huevos y espermatozoides y en el que transcurre el desarrollo embrionario.

**Cloaca** (L., cloaca, alcantarilla). Cámara posterior del tubo digestivo de muchos vertebrados que recoge las heces y productos urogenitales. En ciertos invertebrados, parte terminal del tubo digestivo que sirve también como conducto respiratorio, excretor o reproductor.

**Clorocruorina** (Gr., chloros, verde claro, + L., cruor, sangre). Pigmento respiratorio de color verdoso que contiene hierro, disuelto en el plasma sanguíneo de ciertos poliquetos marinos.

**Cnidocilo** (Gr., knide, ortiga, + L., cilium, cabello). Saliente en forma de espina del nematocisto.

**Cnidocito** (Gr., knide, ortiga, + kytos, conducto hueco). Célula intersticial modificada que alberga al nematocisto, durante el desarrollo de éste, el cnidocito se llama cnidoblasto.

**Cnidarios** (Gr., knide, ortiga, + L., aria [sufijo pl.], como o relacionado con). Término equivalente a celenterados. Filo de animales que comprende la hidra, las medusas, las anémonas de mar y los corales.

**Coanocito** (Gr., choane, túnel, + kytos, conducto hueco). Célula flagelada con collar que tapiza cavidades y canales de las esponjas.

**Colenocito** (Gr., kolla, pegamento, + en, en, + kytos, conducto hueco). Tipo celular de las esponjas, de forma estrellada y aparentemente contráctil.

**Colénquima** (Gr., kolla, pegamento, + enchyma, infusión). Mesénquima gelatinoso que contiene células indiferenciadas presente en cnidarios y ctenóforos.

**Coloblasto** (Gr., kolla pegamento, + blastos, germen). Elemento celular diferenciado que lleva una sustancia adherente en los tentáculos de los ctenóforos.

**Columela** (L., columella, columna pequeña). Eje central de la concha de los gasterópodos.

**Comensalismo** (L., cum, junto con, + mensa, mesa). Relación entre animales en la que un individuo vive junto a otro o sobre él obteniendo ventajas alimenticias, mientras que el hospedador no es afectado, a menudo es una relación simbiótica.

**Comisura** (L., commissura, committere, juntar). Una estructura de conexión, por lo general un nervio que conecta dos ganglios o algunas otras partes del sistema nervioso.

**Complejo homeótico**. Conjunto de genes homeóticos con relación funcional y evolutiva, todos los genes derivan de un gen homeótico ancestral (v. g. homeobox).

**Conchicultura** (L., conchi, concha, cultura, cultivo). Cultivo de moluscos. Fr., conchiculture.

**Conquiolina** (Gr., kongchylion, conchita, e ina). Sustancia orgánica de naturaleza proteínica que forma parte de la estructura de la concha de los moluscos.

**Copulación** (L., copulare, copular). Unión sexual para facilitar la recepción del esperma por la hembra.

**Corión** (Gr., chorion, piel). Cáscara del huevo de los insectos.

**Córneo** (L., corneus, cornificado). Capa epitelial de células queratinizadas y muertas. Estrato córneo.

**Corpora allata** (L., corpus, cuerpo, + allatum, alado). Glándulas endocrinas de los insectos que producen hormonas juveniles.

**Cortejo** Patrón de comportamiento de los reproductores, previa a la reproducción con fines de apareamiento, y que varía dependiendo de la especie.

**Coxa, coxopodito** (L., coxa, cadera, + Gr., pous, podos, pie). Artejo proximal de las patas de insectos o arácnidos, en crustáceos, artejo proximal del protopodio.

**Criptobiosis** estado de latencia o animación suspendida, con metabolismo basal.

**Crisálida** (L., chrysalis, del Gr., chrysos, oro). Estado pupal de las mariposas.

**Cromatóforo** (Gr., chroma, color, + pherein, llevar). Célula pigmentaria, generalmente de la dermis, en la que el pigmento puede concentrarse o dispersarse.

**Crustáceo** (L., crusta, costra, corteza). Grupo o clase de Artrópodos caracterizado por tener el exoesqueleto fuertemente mineralizado. Etimológicamente: "testa dura".

**Ctenidio** Estructura laminar que constituye el sistema respiratorio o branquia en los caracoles marinos.

**Ctenophora** (Gr., kteis, peine). Filo integrado por animales marinos pelágicos, conocidos como linternas de mar, se distinguen por la presencia de peines ciliados que impulsan al organismo cuando nada (v. g. Cinturón de *venus*, Pleurobrachia).

**Cuerpo extraño** Cualquier sólido orgánico o inorgánico que penetra en un organismo animal.

**Cutícula** (L., cutis, piel). Cubierta protectora orgánica, no celular, producida por el epitelio externo (hipodermis) de muchos invertebrados.

**Decápodo** (L., deca, diez, + Gr., pous, podos, pie). Tipo de crustáceo con cinco pares de patas ambulatorias.

**Depredador** Animal que captura y devora sus presas, consumiendo cierto número de éstas durante su vida.

**Desarrollo directo** Aquel en el que no hay un estadio larvario durante el desarrollo. El individuo juvenil, al eclosionar tiene ya la forma del cuerpo del adulto.

**Desarrollo indirecto** Aquel en el que se presenta un estadio larvario durante el desarrollo.

**Detritos** (L., detritus, gastado, consumido). Cualquier desecho finalmente granulado de origen orgánico o inorgánico.

**Deuteróstomos** (Gr., deuterós, secundario, + stoma, boca). Grupo de filos superiores en los que la segmentación es indeterminada y, en un principio, radial. El endomesodermo es enterocélico y la boca no se forma a partir del blastoporo. Incluye a los equinodermos, los cordados y otros filos menores. Comparar con protóstomos.

**Dextrorso** (L., dexter, de la mano derecha). Relativo al lado derecho, en los gasterópodos, la concha es dextrorsa si la abertura está a la derecha de la columela cuando se toma con la espira hacia arriba y la abertura hacia el observador.

**Diblástico** (Gr., diploos, doble, + blastos, brote). Organismo con dos capas embrionarias, endodermo y ectodermo.

**Dicótoma** División en dos partes.

**Difusión** (L., diffusus, dispersión). Movimiento de partículas o moléculas desde un área de alta concentración de las mismas hacia un área de menor concentración.

**Dimorfismo** (Gr., di, dos, + morphe, forma). Existencia de dos formas distintas en la misma especie, según el color, sexo, tamaño, estructura de ciertos órganos, etc. Existencia de dos tipos de zooides en un organismo colonial.

**Dioico** (Gr., di, dos, + oikos, casa). Especie que presenta los órganos reproductores masculinos y femeninos en individuos diferentes.

***Diphyllobothrium latum***. Céstodo ancho o de los peces, el ser humano adquiere la infección por la ingestión de ciertas especies de peces crudos o mal cocidos.

**Distal** Parte más distante de un punto de referencia en dirección centrífuga, o sea, la más lejana del centro.

**Dorsal** (L., dorsum, espalda). Dirigido o situado hacia la espalda o superficie superior de un animal.

**Duela Miembro** de la clase Trematodos o Monogenea.

**Ecdisis** (Gr., ecdysis, escapar). Muda de la cutícula externa, como en insectos y crustáceos.

**Ecdisona** (Gr., ecdysis, escapar). Hormona de la muda en los artrópodos, químicamente es un esteroide, estimula el crecimiento y la ecdisis, producida por las glándulas protorácicas en los insectos y por los órganos Y de los crustáceos.

**Eclosión** (L., e, fuera, clausus, cerrado). Etapa que se da entre dos fases del ciclo de vida. Se presenta cuando el embrión abandona las membranas del huevo.

**Ectodermo** (Gr., ektos, fuera, + derma, piel). Capa celular más externa de un embrión temprano (estado de gástrula), una de las capas embrionarias o blastodermos, también se usa para referirse a los tejidos derivados de dicha capa.

**Éfira** (Gr., ephyra, ciudad griega). Relativo a la apariencia de castillo. Yema de medusa de los pólipos de escifozoos.

**Elefantiasis** Tipo crónico avanzado de la filariasis, causado por los nemátodos *Wuchereria bancrofti* y *Brugia malayi*. Durante el estadio agudo hay una inflamación linfática que puede causar desfiguración.

**Embriogénesis** (Gr., embryon, embrión, + genesis, origen). Origen y desarrollo del embrión, embriogenia.

**Endito** (Gr., endon, dentro). Saliente medial en un apéndice de artrópodo.

**Endodermo** (Gr., endon, dentro, + derma, piel). La capa más interior de células de un embrión.

**Endoesqueleto** (Gr., endon, dentro, + skeletos, duro). Esqueleto o estructura de soporte situada en el interior de un organismo. En Equinodermos, estructura formada por osículos calcáreos dérmico con espinas o escleritos. Comparar con exoesqueleto.

**Endopodio, endopodito** (Gr., endon, dentro, + pous, podos, pie). Rama medial en un apéndice birrámeo de crustáceo.

**Enfermedad de chagas o tripanosomiasis americana** Causada por el protozoo flagelado *Trypanosoma cruzi*. Los vectores son hemípteros, género *Triatoma*, *Rhodnius* y *Panstrongylus*. El protozoo nada libremente en la sangre, invade el tejido muscular, el miocardio, las glándulas endocrinas y las células gliales del cerebro.

**Enfermedad parasitaria** Se presenta cuando el huésped sufre alteraciones patológicas y sintomatología producidas por parásitos.

**Enterocelo** (Gr., enteron, tubo digestivo, + koilos, hueco). Tipo de celoma formado por un saco mesodérmico evaginado a partir del endodermo del tubo digestivo primitivo.

**Enterocelia** Formación embrionaria del mesodermo por una evaginación en forma de saco a partir del arquenterón que se expande hasta obliterar el blastocelo y forma una gran cavidad, el celoma, limitada por mesodermo.

**Enterocelomados** (Gr., enteron, tubo digestivo, + koiloma, cavidad). Animales que presentan enterocelo, como los equinodermos y los vertebrados.

**Enteron** (Gr., enteron, intestino). Cavidad digestiva.

**Epibentónico** Que habita sobre la superficie del fondo.

**Epidermis** (Gr., epi, sobre, + derma, piel). Capa externa de la piel, de origen ectodérmico y no vascularizada, en invertebrados, epitelio ectodérmico monoestratificado.

**Epifauna** El conjunto de animales que viven sobre la superficie de los fondos de los océanos, lagos y ríos.

**Epígeo** (Gr., epi, sobre, + geo, tierra). Que vive encima de la tierra.

**Epitelio** (Gr., epi, sobre, + thele, pezón). Tejido celular que cubre una superficie libre o tapiza una cavidad o conducto.

**Epipodito** (Gr., epi, sobre, + pous, podos, pie). Proceso lateral del protopodito de un apéndice de crustáceo, a menudo modificado como branquia.

**Equinodermos** (Gr., equinos, espina, + derma, piel). Filo de animales marinos entre los que se incluyen, las estrellas, lirios, pepinos y erizos de mar. Este grupo ocupa una posición elevada en la escala evolutiva, ya que poseen un celoma bien desarrollado y un endoesqueleto dérmico formado por placas calcáreas y espinas.

**Escifistoma** (Gr., skyphos, copa, + stoma, boca). Estado en el desarrollo de un escifozoo en el que la larva acaba de fijarse al sustrato, forma pólipa de un escifozoo.

**Escifozoo** (Gr., skyphos, copa, + zoon, animal). Celenterados en forma de sombrilla, como la medusa.

**Escleractinios** Orden de la clase Anthozoa. Corales pétreos, en su mayor parte coloniales que secretan un esqueleto calcáreo externo grueso, v. g. *Oculina*, *Fungia*, *Acropora*. Junto con las algas calcáreas son los principales formadores de arrecifes.

**Esclerénquima** (Gr., skleros, duro, engchein, verter dentro). Mesénquima más aparato lagunar o sanguíneo en el interior de los equinodermos.

**Esclerito** (Gr., skleros, duro). Placa o espícula dura, quitinosa o calcárea, una de las placas que constituyen el exoesqueleto de los artrópodos, especialmente insectos.

**Escleroblasto** (Gr., skleros, duro, + blastos, germen). Amebocito especializado de las esponjas, que forma las espículas.

**Esclerospongiae** Clase de esponjas caracterizada por contener espículas de sílice y esqueleto adicional calcáreo.

**Esclerotización** Proceso de endurecimiento de la cutícula de los artrópodos por la formación de enlaces estables entre las cadenas peptídicas de moléculas proteicas adyacentes.

**Escólex** (Gr., skolex, gusano, larva). Extremo anterior, también llamado cabeza en un platelminto, está provisto de ventosas y, en algunos casos, garfios, y a partir de él se desarrollan nuevos proglótides en sentido posterior.

**Especializado** Que ha evolucionado para cumplir una función definida.

**Especie** (L., specie, clase, tipo). Grupo de individuos que se reproducen entre sí, tienen un antecesor común y están aislados de otros grupos desde el punto de vista reproductor. Este es uno de varios conceptos propuestos para designar el término especie. Unidad taxonómica inferior al género y designada binomialmente con los nombres genérico y específico.

**Espermateca** (Gr., sperma, semilla, + theke, caja). Cavidad de los órganos reproductores femeninos para recibir y almacenar el esperma.

**Espermatóforo** (Gr., sperma, semilla, + pherein, llevar). Cápsula que contiene espermatozoos, producida por los machos de varios grupos de invertebrados y algunos vertebrados.

**Espermatogonia** (Gr., sperma, semilla, + gone, nacimiento). Precursor de una célula reproductora masculina madura, da lugar directamente a un espermatozoide.

**Espícula** (Gr., spicula, dim. de spica, punta). Una de las diminutas piezas esqueléticas, calcáreas o silíceas, de las esponjas, radiolarios, corales blandos y holoturias.

**Espiráculo** (L., spiraculum, de spirare, respirar). En artrópodos, abertura al exterior de una tráquea.

**Espongina** (L., spongia, esponja). Material escleroproteico fibroso que forma el entramado esquelético de las esponjas córneas.

**Espongoblasto** (Gr., spongos, esponja, + blastos, brote, yema). Célula de las esponjas que produce la proteína espongina.

**Espongocela** (Gr., spongos, esponja, + koilos, hueco). Cavidad central de las esponjas.

**Esporocisto** (Gr., sporos, semilla, + kystis, bolsa). Estado larvario en el ciclo vital de los trematodos, se forma a partir de un miracidio. Quiste de trematodo que contiene las redias.

**Esporogonia** (Gr., sporos, semilla, + gonos, nacimiento). División múltiple que produce esporozoitos después de la formación del cigoto.

**Esporozoito** Estado del ciclo vital de muchos protozoos esporozoos, formados a partir de ooquistes.

**Esqueleto hidrostático** Masa de parénquima fluido o plástico limitado por

paredes musculares que proporciona el soporte necesario para la acción de músculos antagonistas.

**Esquistosomas** Los esquistosomas difieren de otros trematodos por la presencia en los esquistosomas de sexos separados, huevos sin opérculo y con un espolón y cercarias con una cola bífida y la ausencia de un verdadero estadio de metacercaria en el ciclo de vida.

**Esquistosomiasis** También conocida como bilharziasis o fiebre por caracoles. Hay tres especies de esquistosomiasis que son comunes en el ser humano: el *Schistosoma japonicum*, el *Schistosoma mansoni* y el *Schistosoma haematobium*. Las formas adultas de *S. japonicum* y *S. mansoni* normalmente se hallan en los brazos tributarios de las venas mesentéricas superior e inferior respectivamente, mientras que las formas adultas de *S. haematobium* se hallan en el plexo venoso de la vejiga como localización óptima.

**Esquizocela** (Gr., schizo, de schizein, dividir, + koiloma, cavidad). Celoma formado por división del mesodermo embrionario. Esquizocelomado, animal que posee un esquizocela, como artrópodos y moluscos.

**Esquizogonia** (Gr., schizein, dividir, + gonos, semilla). División asexual múltiple.

**Estatocisto** (Gr., statos, inmóvil, + kystis, cesta, urna). Órgano sensorial del equilibrio, cavidad celular llena del fluido que contiene uno o más gránulos (estatolitos) que acusan la dirección de la gravedad.

**Estatolito** (Gr., statos, inmóvil, + lithos, piedra). Corpúsculo calcáreo que descansa sobre penachos de cilios en el estatocisto.

**Esterno** (L., sternum, esternón). Placa ventral de un segmento de artrópodos.

**Estigma** (Gr., stigma, marca). Foseta ocular de ciertos protozoos. Espiráculo de ciertos artrópodos terrestres.

**Estilete** Una estructura en forma de daga que está asociada a diversos sistemas de diferentes grupos animales. Arpón hueco o macizo de algunos nematodos que puede hacer protrusión a partir de la boca. El estilete se usa para pinchar a la presa, cuando es hueco, es un tubo por el cual es bombeado el contenido de la víctima.

**Estolón** (L., stolo, stolonis, vástago). Expansión semejante a una raíz de la pared del cuerpo que da lugar a yemas, las cuales pueden desarrollarse como nuevos zooides, con lo que se forma un animal compuesto en el que los zooides quedan unidos por el estolón. Se encuentra en tipos coloniales de antozoos, hidrozooos.

**Estomodeo** El área embrionaria de ectodermo replegado hacia adentro, que entra en contacto con el extremo anterior del tubo endodérmico (intestino). La cavidad bucal y sus estructuras asociadas se derivan típicamente del estomodeo.

**Estróbilo** (Gr., strobilos, piña). Estado del pólipo avanzado en el desarrollo de las medusas de los escifozoos. También cadena de proglótides de los platelmintos.

**Estrongiloidiasis** Enfermedad causada por el nematodo *Strongyloides stercoralis*, el gusano es capaz de producir una infección diseminada abrumadora y a menudo letal. Es el único nematodo cuya cantidad de formas adultas puede aumentar por entero dentro del huésped humano.

**Estuario** (L., aestuarium, estuario). Brazo de mar donde la marea se encuentra con una corriente de agua dulce.

**Eumetazoo** Metazoarios con órganos, boca y cavidad digestiva.

**Eurihalino** (Gr., eurys, ancho, + hals, sal). Capaz de tolerar amplias variaciones de concentraciones de agua salina.

**Evaginación** (L., e, fuera, + vagina, vaina). Saliente en forma de saco de una estructura hueca.

**Evolución** (L., evolvere, desplegar, desarrollar). Evolución orgánica es cualquier cambio genético de un organismo a través del tiempo, más estrictamente, un cambio en la frecuencia génica de generación en generación.

**Exoesqueleto** (Gr., exos, exterior, + skeletos, duro). Estructura de soporte producida por el ectodermo o la epidermis, externa y no forrada por tejido vivo. Caparazón o coraza de los artrópodos, opuesto a endoesqueleto.

**Exopodio, exopodito** (Gr., exo, exterior, + pous, podos, pie). Rama lateral en el apéndice birrámeo de los crustáceos.

**Fagocito** (Gr., phagein, comer, + kytos, conducto hueco). Cualquier célula que engloba y digiere microorganismos u otras partículas.

**Fagocitosis** (Gr., phagein, comer, + kytos, conducto hueco). Captura por englobamiento de una partícula por un fagocito o un protozoo.

**Faringe** (Gr., pharynx, faringe). Parte del tubo digestivo, en la planaria retraible, en algunos casos armada como en rotíferos.

**Fásmidos** glándulas unicelulares en la región caudal de los nematodos, las cuales se abren separadamente a cada lado de la cola, se trata probablemente de estructuras glandulosensoriales que actúan como quimiorreceptores. Se observa su mayor desarrollo en los nematodos parásitos.

**Fauna intersticial** Animales que habitan en los espacios libres entre las partículas del sedimento (granos de arena).



**Fecundación** (L., fecunditas, fecundidad). Unión o singamia de los gametos masculino y femenino. En organismos acuáticos es común la expulsión de óvulos y espermatozoides simultáneamente, lo que asegura la fecundación.

**Fecundación cruzada** Intercambio de gametos masculinos en las especies hermafroditas o monóicas.

**Fecundidad** (L., fecunditas, fecundidad). Capacidad de producir gametos funcionales medida por la cantidad de gametos producidos, en particular de huevos.

**Feromona** (Gr., pherein, transportar, + hormon, excitante). Sustancia química liberada por un organismo que influye en el comportamiento o en los procesos fisiológicos de otro organismo.

**Filo** (N. L., phylum, del Gr. phylon, raza, tribu). Categoría fundamental, entre el reino y la clase, de las clasificaciones taxonómicas, que agrupa a los organismos de ascendencia común y que muestran un mismo patrón fundamental de organización. Filo, singular, fila, plural.

**Filogenia** (Gr., phylon, raza, + geneia, origen). Origen y desarrollo de un taxón, o historia evolutiva de su desarrollo. Búsqueda de las relaciones entre los diferentes grupos animales estableciendo su parentesco.

**Fisión** (L., fissio, división). Reproducción asexual por división del cuerpo en dos o más partes.

**Flagelados** Filo de protozoarios caracterizados por la presencia de uno o más flagelos o prolongaciones locomotrices en forma de látigos. Sinónimo de mastigóforos.

**Flamígeras** Células flageladas situadas al extremo de los túbulos colectores del sistema excretor de platelmintos.

**Fotóforo** Un órgano que emite luz.

**Fotoreceptor** Célula sensorial sensible a la energía luminosa.

**Fragmentación pedial** Forma de reproducción asexual de algunas anémonas, un tipo de fisión.

**Gameto** (Gr., gamos, matrimonio). Célula sexual haploide y madura, generalmente pueden distinguirse los gametos masculinos de los femeninos. Óvulo o espermatozoide.

**Gametocito** (Gr., gametes, esposa, + kytos, conducto hueco). Célula madre de un gameto, es decir, gameto inmaduro.

**Ganglio** Un conjunto de somas neuronales.

**Gastrodermis** (Gr., gaster, estómago, + derma, piel). Revestimiento de la cavidad digestiva de los cnidarios.

**Gástrula** (Gr., gaster, estómago, + L., ula, diminutivo). Estado de desarrollo embrionario, generalmente con forma de saco, cuyas paredes, con dos capas de células, rodean una cavidad (arquenterón) que posee una abertura (blastoporo).

**Gastrulación** (Gr., gaster, estómago). Proceso mediante el cual un embrión temprano de metazoo se transforma en gástrula, adquiriendo primero dos y luego tres capas celulares.

**Gémula** (L., gemma, yema, + ula, diminutivo). Unidad reproductora asexual en forma de quiste de las esponjas dulcea-cuícolas, se forma en verano u otoño, y es capaz de sobrevivir al invierno.

**Género** (L., genus, raza). Grupo de especies relacionadas, de rango taxonómico intermedio entre familia y especie.

**Genes homeóicos** Expresión de genes que controlan y regulan el desarrollo de órganos homólogos (v. g. segmentos cefálicos).

**Genes Hox** Son un conjunto de genes que codifican factores de transcripción homeobox que son responsables de la regulación del plan corporal antero-posterior. En los animales especifican el destino celular a lo largo del eje corporal y su expresión sigue la colinealidad espacial por el grupo ortólogo, son esenciales tanto para el desarrollo embrionario como para el post-embrionario.

**Genes ParaHox** Genes que codifican factores de transcripción, los cuales probablemente evolucionaron como grupo hermano evolutivo del grupo Hox.

**Glándula antenal** Glándula excretora de los crustáceos situada en el metámero antenal.

**Glándula de Mehlis** Glándula que secreta sustancias que contribuyen a la formación del huevo de trematodos y céstodos.

**Glándula verde** Glándula excretora de ciertos crustáceos, glándula antenal.

**Glándulas protorácicas** Glándulas del protórax de los insectos que producen la hormona ecdisona.

**Glándula vitelogénicas** secretan el vitelo.

**Gónada** (N. L., gonas, órgano sexual primario). Órgano productor de gametos (ovario en la hembra y testículo en el macho).

**Gonangio** (N. L., gonas, órgano sexual primario, + angeion, dim. de vaso). Zooide reproductor de un hidroideo colonial (cnidario).

**Gonoducto** (Gr., gonos, progenie, + L., ductus, conducto). Conducto que comunica una gónada con el exterior.

**Gonoporo** (Gr., gonos, progenie, + poros, abertura). Poro genital de muchos invertebrados.

**Gregario** (L., grex, rebaño). Que vive en grupos o manadas.

**Hábitat** (L., habitare, habitar). Lugar donde vive un organismo o los individuos de una población.

**Hectocotileo** (Gr., kekaton, cien, + kotyle, copa). Brazo especializado, a veces como autónomo, que los cefalópodos utilizan como órgano copulador masculino.

**Helminto** (Gr., helmins, gusanos). Gusano, generalmente hace referencia a los nemátodos y platelmintos.

**Hemeritrina** (Gr., haima, sangre, + erythros, rojo). Pigmento respiratorio férrico, de color rojo, presente en la sangre de algunos poliquetos, sipuncúlidos, priapúlidos y braquiópodos.

**Hemocele** Espacio entre ectodermo y endodermo que contiene sangre (hemolinfa) en muchos invertebrados.

**Hemoglobina** (Gr., haima, sangre, + L., globulus, glóbulo). Pigmento respiratorio férrico presente en los glóbulos rojos de los vertebrados y en el plasma sanguíneo de muchos invertebrados, compuesto por un grupo hemo ferroporfirínico y una proteína globular.

**Hemolinfa** (Gr., haima, sangre, + L., lymph, agua). Líquido del celoma o hemocele de algunos invertebrados que representa la sangre y la linfa de formas superiores. Fluido sanguíneo de los insectos.

**Hepático** (Gr., hepatikos, del hígado). Relativo al hígado.

**Herbívoro** (L., herba, + vorare, devorar). Organismo que se alimenta de plantas.

**Hermafrodita** (Gr., hermaphroditos, que contiene ambos sexos, de hermafroditos, hijo de Hermes y Afrodita). Organismo con órganos reproductores funcio-

nales masculinos y femeninos. Puede referirse a una aberración en animales unisexuados, monoico indica que ésta es la condición normal de la especie.

**Heterótrofo** (Gr., heteros, diferente, + trophos, que se alimenta). Organismo que utiliza como fuente de carbono y energía los alimentos o la materia orgánica que ingiere.

**Hexámero** (Gr., hex, seis, + meros, parte). Que posee seis partes, específicamente, simetría basada en seis planos, o múltiplo de seis.

**Hidatidosis** Infección zoonótica en la cual el ser humano aloja el estado larval de los cestodos caninos *Echinococcus granulosus* y *Echinococcus multilocularis*. Los perros domésticos, los lobos, los zorros y los coyotes son los huéspedes definitivos habituales. Los seres humanos se infectan por la ingestión de los huevos de cualquiera de las especies. La infección causada por el estadio larval de *E. granulosus*, es conocida como equinocosis unilocular o hidatidosis.

**Hidrante** (Gr., hydor, agua, + anthos, flor). Zooide nutricio de un hidroide o colonial.

**Hidroide** Forma pólipo de un cnidario, como opuesta a la forma medusa. Cualquier cnidario de la clase Hidrozoos, orden Hidroideos.

**Hidrozoos** División de los celenterados, como la hidra, *Obelia*, *Physalia*.

**Hipodermis** (Gr., hypo, bajo, + L., dermis, piel). Capa celular productora de la cutícula y situada bajo ésta en anélidos, artrópodos y otros invertebrados.

**Hipógeo** Que vive bajo tierra.

**Hipostoma** (Gr., hypo, bajo, + stoma, boca). Estructura situada en la zona

posterior o ventral de la boca de ciertos invertebrados, como ácaros y moscas.

**Hirudíneos** Grupo de anélidos al que pertenece la sanguijuela, la mayoría parásitos, desprovistos de apéndices locomotores, tienen ventosas de fijación y de succión.

**Hormona juvenil** Hormona producida por los corpora allata de los insectos, químicamente es un sesquiterpeno, uno de sus efectos es el mantenimiento de las características larvarias o ninfales durante el desarrollo.

**Hormona protoracicotrópica** Hormona producida en el cerebro de los insectos que estimula la producción de ecdisona en las glándulas protorácicas.

**Hospedador definitivo** Hospedador en el que tiene lugar la reproducción sexual de un simbiote, si éste no presenta reproducción sexual, el hospedador en el que el simbiote madura y se reproduce, comparar con hospedador intermediario.

**Hospedador intermediario** Hospedador en el que el simbiote se desarrolla, pero sin tener lugar la maduración y reproducción sexual. Comparar con hospedador definitivo.

**Hymenolepis nana.** Céstodo enano, el gusano se adhiere a la mucosa del intestino delgado, los huevos pueden ser directamente infecciosos para el ser humano, sin la necesidad de un huésped intermediario. En el ciclo directo los huevos inician la infección con la ingestión.

**Incidencia** Es la frecuencia de un hecho a través del tiempo e indica la tasa de casos nuevos.

**Incidencia parasitaria** Porcentaje de organismos parasitados en una muestra de la población.

**Incubación** Cuando se proporciona a los cigotos durante por lo menos la primera parte de su desarrollo, dentro o fuera del cuerpo de la hembra. El macho también participa en la incubación en ciertos animales.

**Inervar** Suplir de nervios algún órgano del cuerpo.

**Infauna** Los animales que habitan dentro de los sedimentos del fondo.

**Infección parasitaria** Sucede cuando el huésped tiene parásitos que no le causan lesión o enfermedad, lo cual constituye el estado de portador sano.

**Intersticial** (L., inter, entre, + sistere, permanecer). Situado en los intersticios o espacios entre estructuras, como células, órganos o granos de arena.

**Invaginación** (L., in, en, + vagina, vaina). Entrante de una lámina de tejido que constituye una estructura en forma de saco.

**Intromisión.** En cuanto al desarrollo, se refiere a un tipo de movimiento morfogénico durante el cual las células del hemisferio vegetal se pliegan hacia el interior para formar el arquenterón.

**Juvenil** Adj. propio de la juventud o del joven. También se usa como sustantivo, con el significado de animal joven.

**Labio** (L., labium, labio). Borde bucal inferior de un insecto formado por fusión del segundo par de maxilas.

**Labro** (L., labrum, labio). Borde bucal superior de insectos y crustáceos situado ante o sobre las mandíbulas, también se refiere al borde de la abertura de una concha de gasterópodo.

**Lamela** (L., dim. de lámina, placa). Una de las dos superficies que constituyen la branquia de un molusco bivalvo. Una

de las finas capas óseas que se disponen concéntricamente alrededor de un canal óseo de Havers. Cualquier estructura laminar delgada.

**Lámina embrionaria** Una de las tres capas embrionarias (ectodermo, endodermo, mesodermo) del embrión de los animales, a partir de las que surgen los órganos y los tejidos, blastodermo.

**Larva** (L., larva, fantasma). Estado inmaduro bastante diferente del adulto.

**Larva cidipoide** (Gr., kydippe, doncella mitológica ateniense). Larva nadadora de vida libre de los Ctenóforos, superficialmente semejante al adulto.

**Larva trocófora** Tipo de larva de los moluscos, anélidos, turbelarios marinos y otros grupos, en la que el cuerpo está circundado por un cinturón de cilios.

**Linterna de Aristóteles** Aparato masticador de algunos erizos de mar.

**Litoral** (L., litoralis, costa). Relativo a la costa. Como sustantivo, zona intermareal, porción del fondo marino entre los niveles de la bajamar y la pleamar, en los lagos, zona somera desde el borde del agua hasta el límite de las plantas acuáticas.

**Lobopodio** (Gr., lobos, lóbulo, + pous, podos, pie). Saliente romo, pseudopodio lobulado.

**Loriga** (L., lorica, corselete). Coraza protectora externa presente en algunos protozoos, rotíferos y otros.

**Lótico** (L., lotus, acción de lavar o bañar). Relativo o perteneciente a aguas corrientes, como arroyos o ríos.

**Macruro** (L., macro + Gr., uro, cola). Crustáceo con abdomen desarrollado. Etimológicamente: "cola grande".

**Madreporito** (Fr., madrépore, arrecife coralino, + ito, sufijo para ciertas partes del cuerpo). Estructura perforada que constituye la entrada del sistema hidráulico de los equinodermos.

**Maduración** (L., maturus, maduro). Estados finales de los gametos antes de la fecundación.

**Malacostráceo** (Gr., malako, blando, + ostracon, concha). Cualquier miembro de la clase Malacostráceos, que incluye formas acuáticas y terrestres de cangrejos, langostas, camarones, cochinillas.

**Manto** Epidermis de los moluscos que, además de formar una cavidad, secreta las sales minerales que conforman la concha en los moluscos que la tienen.

**Mástax** (Gr., mastax, mandíbulas). Aparato masticador de la faringe de los rotíferos.

**Maxila** (L., dim. de mala, mandíbula). Apéndice cefálico de los artrópodos, generalmente al servicio de la alimentación.

**Maxilipedo** (L., maxila, mandíbula, + pes, pie). Uno de los pares de apéndices cefálicos situados tras las maxilas en los crustáceos, apéndice torácico incorporado a las piezas bucales.

**Medusa** (Gr., mitología, monstruo femenino con serpientes por cabellos). Estado de vida libre en el ciclo vital de los cnidarios.

**Meiofauna** (Gr., meion, pequeño, + L., faunos, semidioses de los bosques). Pequeños invertebrados de los intersticios entre los granos de arena.

**Membrana plasmática** (Gr., plasma, molde). Estructura protoplasmática limitante, externa y viva, que regula el intercambio de nutrientes a través de la superficie celular.

**Meroblástico** (Gr., meros, parte, + blastos, germen). Segmentación de los cigotos con gran cantidad de vitelo en el polo vegetativo, segmentación restringida a una pequeña área de la superficie del huevo.

**Mesénquima** (Gr., mesos, medio, + enchyma, infusión). Tejido conectivo embrionario, células irregulares o ameboides a menudo embutidas en una matriz gelatinosa, v. gr. esponjas.

**Mesodermo** (Gr., mesos, medio, + derma, piel). Tercera lámina embrionaria, formada en la gástrula entre el ectodermo y el endodermo, da lugar al tejido conectivo, músculos, sistemas vascular y urogenital y peritoneo.

**Mesoglea** (Gr., mesos, medio, + glia, pegamento). Capa de material gelatinoso o cementante entre la epidermis y gastrodermis de cnidarios y ctenóforos, también puede referirse a la matriz gelatinosa entre las capas epiteliales de las esponjas.

**Mesohilo** (Gr., mesos, medio, + hyle, cierto árbol). Matriz gelatinosa que rodea las células de las esponjas, mesoglea, mesénquima.

**Metacercaria** (Gr., meta, después, + kerkos, cola, + L., aria, relacionado con). Larva de trematodo (cercaria) que ha perdido su cola y se ha enquistado. Último estado larvario de la duela del hígado.

**Metamería** (Gr., meta, después, + meros, parte). Tipo de organización corporal a base de elementos repetidos (metámeros), segmentación seriada.

**Metámero** (Gr., meta, después, + meros, parte). Unidad corporal que se repite a lo largo del eje longitudinal de un animal, somita, segmento.

**Metamorfosis** (Gr., meta, después, + morphe, forma, + osis, estado de). Cambio de forma drástico durante el desarrollo postembrionario. Cambio que sufren los insectos en el transcurso de su desarrollo hasta convertirse en adultos.

**Metanefridio** (Gr., meta, después, + nephros, riñón). Tipo de nefridio tubular cuya abertura interna recoge productos del celoma y cuya abertura externa los expulsa al exterior.

**Microvellosidad** (Gr., mikros, pequeño, + L., villus, vello). Proyecciones citoplasmáticas estrechas y cilíndricas de las células epiteliales. Constituyen el borde en cepillo de varios tipos de células epiteliales.

**Miracidio** (Gr., mirakidion, persona joven, el adolescente). Estado larvario ciliado y diminuto de los trematodos. Primera fase larval de la duela del hígado.

**Moluscos** (L., molluscus, blando) Animales de cuerpo blando, protostomados, celomados esquizocélicos, tienen huevos con segmentación espiral y desarrollo determinado (mosaico). Este grupo muy diversificado incluye los quitones, los dentalios, caracoles, babosas, nudibranquios, almejas, calamares, pulpos y nautilus.

**Monofilético** (Gr., monos, único, + phyletikos, perteneciente a un filo). Relativo a un taxón cuyos miembros han evolucionado a partir de un antecesor único, comparar con polifilético.

**Monoico** (Gr., monos, único, + oikos, casa). Que posee gónodas masculinas y femeninas en el mismo organismo, hermafrodita.

**Morfología** (Gr., morphe, forma, + L., logia, estudio del Gr., logos, trabajo). Ciencia de la estructura. Incluye a la citología, estudio de la estructura celular,

histología, estudio de la estructura tisular, y anatomía, estudio de la estructura macroscópica.

**Mórula** (L., morum, mora, + ula, diminutivo). Esfera maciza de células en un estado muy temprano del desarrollo embrionario.

**Mutualismo** (L., mutuus, recíproco). Tipo de interacción entre dos especies en la que ambas resultan beneficiadas de la asociación y en la que ésta es necesaria a ambas, a menudo simbiótica.

**Nácar** (Fr., nacre, madreperla). Capa brillante más interna de la concha de los moluscos, segregada por el epitelio del manto.

**Nauplio** (L., nauplius, un tipo de marisco). Estado larvario microscópico de vida libre de ciertos crustáceos, con tres pares de apéndices (anténulas, antenas y mandíbulas) y un ojo mediano. Propio de ostrácodos, copépodos, percebes y otros.

**Necton** (Gr., necton, neutro de nektos, nadador). Término referido a organismos que nadan activamente, independientes de la acción de las corrientes y el oleaje. Comparar con plancton.

**Nefridio** (Gr., nephridios, renal). Uno de los túbulos excretores de muchos invertebrados, fundamentalmente de los anélidos, dispuestos por parejas en cada segmento. En sentido amplio, cualquier conducto especializado en excreción y también, a veces, en osmorregulación, con abertura al exterior y con o sin abertura interna.

**Nematocisto** (Gr., nema, filamento, + kystis, ampolla). Orgánulo urticante de los cnidarios.

**Nemátodo** (L., nemato, hilo). Gusanos más o menos cilíndricos, ejemplo *Ascaris*

**Nerítico** (Gr., nerites, cierto molusco). Relativo a la zona marina sobre la plataforma continental, específicamente desde la zona infralitoral hasta una profundidad de 200 metros.

**Neuropodio** (Gr., neuron, nervio, + pous, podos, pie). Lóbulo del podio más próximo a la zona ventral en los anélidos poliquetos.

**Notopodio** (Gr., notos, detrás, + pous, podos, pie). Lóbulo del podio más próximo a la zona dorsal en los anélidos poliquetos.

**Ocelo** (L., ocellus, dim. de oculus, ojo). Ojo simple o rudimentario de muchos invertebrados. Un pequeño conglomerado de fotorreceptores, es decir, un ojo simple.

**Octámero** (Gr., oct, ocho, + meros, parte). Que posee ocho partes, específicamente simetría basada en ocho ejes o planos.

**Oligoquetos** (L., oligo, pocos, + Gr., chaitte, crin). Grupo de anélidos al que pertenece la lombriz de tierra, provista de pocas quetas.

**Omatidio** (Gr., omma, ojo, + idium, pequeño). Cada una de las unidades ópticas del ojo compuesto de los artrópodos.

**Oncosferas** Embriones o larvas de *Taenia* que salen de los huevos.

**Oncomiracidio** (Gr., onkos, púa, + meirakidion, joven). Larva ciliada de los trematodos monogénéticos.

**Ontogenia** (Gr., ontos, ser, ente, + geneia, nacimiento). Desarrollo de un individuo desde el huevo a la senectud.

**Oogonia** (Gr., oion, huevo, + gonos descendencia). Célula que, por división continuada, da lugar a los ovocitos, huevo en el interior de un folículo primario

inmediatamente antes del comienzo de la maduración.

**Ootipo** (Gr., oion, huevo, + typos, molde). Parte del oviducto de los trematodos que recibe los productos de las glándulas vitelinas y de la glándula de Mehlis.

**Opérculo** (L., operculum, cubierta). Placa cornificada de ciertos gasterópodos.

**Opisthaptor** (Gr., opisthen, detrás, + haptain, sujetar). Órgano posterior de fijación de un trematodo monogénético.

**Opistosoma** (Gr., opisthe, detrás, + soma, cuerpo). Región posterior del cuerpo de los quelicerados.

**Oral** (L., orare, hablar). Relativo a la boca. Próximo a la boca.

**Ósculo** En poríferos abertura ancha que comunica el interior con el exterior del animal a través del espongiocelo.

**Osfradio** (Gr., osphradion, olor suave, dim. de osphra, olor). Órgano filamentososo de los sentidos (función quimiorreceptora) de gasterópodos acuáticos (caracoles marinos) y bivalvos que analiza la corriente de agua que entra al interior del animal.

**Osículos** (L., ossiculum, hueso pequeño). Pequeñas piezas aisladas del endoesqueleto de los equinodermos. También huesecillos del oído medio de los vertebrados.

**Osmorregulación** Mantenimiento de las concentraciones propias de agua y sales en una célula o en un organismo, regulación activa de la presión osmótica interna.

**Ósmosis** (Gr., osmos, impulsar). Paso de solvente (generalmente agua) a través de una membrana semipermeable.

**Ostiolo** (L., dim. de ostium, puerta). En celenterados, aberturas a través de las

cuales puede pasar el agua entre los compartimentos internos.

**Otolito** (Gr., ous, otos, oído, + lithos, piedra). Concreciones calcáreas presentes en el laberinto membranoso del oído interno de los vertebrados inferiores, o en los órganos auditivos de ciertos invertebrados.

**Oviparismo** (L., ovum, huevo, + parere, parir). Forma de reproducción en la que la hembra se desprende de los huevos, el desarrollo de la prole tiene lugar fuera del cuerpo de la madre.

**Oviscapto** (L., ovum, huevo, + positor, colocador). Estructura para depositar los huevos presente en la región posterior del abdomen de muchas hembras de insectos.

**Ovocito** Huevo en desarrollo.

**Palio** (L., pallium, manto). Manto de un molusco.

**Paragonimiasis o hemoptisis endémica**  
Causada por el tremátodo adulto *Paragonimus westermani*, viven en el parénquima pulmonar. El diagnóstico se basa en el hallazgo de los huevos característicos en el esputo o las heces.

**Parapodio** (Gr., para, al lado, + pous, podos, pie). Véase podio.

**Parásito** (Gr., parásitos, de para, al lado de, sitios, alimento). Relación en la cual un individuo (parásito), vive a expensas de otro (hospedero), pudiendo causarle daño en mayor o menor proporción.

**Parasitismo** (Gr., parásitos, de para, junto a, + sitios, alimento). Condición de un organismo que vive sobre o dentro de otro (hospedador) a cuyas expensas se mantiene, simbiosis destructiva.

**Parénquima** (Gr., parenchyma, intercalado). En animales inferiores, masa esponjosa de células mesenquimáticas vacuolizadas que llenan los espacios entre las vísceras, músculos o epitelios, en algunos, las células son cuerpos celulares de células musculares. También tejido especializado de un órgano distinguible del tejido conectivo de soporte.

**Parenquímula** (Gr., para, junto a, + enchyma, infusión). Larva flagelada y maciza de algunas esponjas.

**Partenogénesis** (Gr., parthenos, virgen, + genesis, origen). Reproducción unisexual de hembras no fecundadas por machos, común en rotíferos, cladóceros, áfidos, abejas, hormigas y avispas. Un huevo partenogenético puede ser diploide o haploide.

**Pecten** (L., pecten, peine). Cualquier estructura en forma de peine.

**Pedicelario** (L., pediculus, pie pequeño, + aria, semejante a). Pequeño órgano en forma de pinza de la superficie de ciertos equinodermos.

**Pedicelo** (L., pediculus, pie pequeño). Pequeño pedúnculo o tallo. En insectos, el segundo segmento de la antena, o la "cintura de las hormigas".

**Pedipalpos** (L., pes, pedis, pie, + palpus, caricia). Segundo par de apéndices de los arácnidos.

**Pedúnculo** (L., pedunculus, dim. de apes, pie). Estructura en forma de tallo.

**Peine** (L., pectines, pl. de pecten, peine). Apéndice sensorial del abdomen de los escorpiones, cada una de las placas de cilios dispuestas en filas para la locomoción de los ctenóforos.



**Pelágico** (Gr., pelagos, mar abierto). Relativo al mar abierto. Que vive nadando o flotando en la columna de agua superficial.

**Pereiion** Tórax de los crustáceos.

**Periostraco** (Gr., peri, alrededor de, + ostrakon, concha). Capa exterior esclerificada de la concha de los moluscos.

**Periprocto** (Gr., peri, alrededor de, + proktos, ano). Región de placas aborales alrededor del ano de los equinoideos.

**Perisarco** (Gr., peri, alrededor de, + sarx, carne). Envoltura que cubre el tronco y ramas de un hidroideo.

**Peristomio** (Gr., peri, alrededor, + stoma, boca). Segmento verdadero más anterior de un anélido, en él que se abre la boca.

**Peritoneo** (Gr., peritonaios, extendido alrededor). Membrana que delimita el celoma y cubre las vísceras celomáticas.

**Perla** Concreciones de sales de calcio producida por los moluscos bivalvos, dispuestas en finas capas y con propiedades iridiscentes.

**Phylum = filo** (Gr., phylon, tribu). Categoría taxonómica principal que puede comprender una o más clases. Phylum agrupa una serie de organismos que tienen ciertos caracteres en común.

**Pie** (Gr., pous, podos, pie). Estructura semejante a un pie, por ejemplo, el pie ambulacral de los equinodermos, con función respiratoria.

Músculo ventral de los moluscos con funciones de locomoción.

**Pinacocito** (Gr., pinax, tableta, + kytos, conducto hueco). Células aplanadas que constituyen el epitelio dérmico de las esponjas.

**Placozoos** Grupo de animales constituido por dos capas epiteliales que encierran una cavidad con fluidos y algunas células fibrosas.

**Planaria** Gusano plano de vida libre, los hay acuáticos (agua dulce) y terrestres, comprende una subdivisión de la clase Turbellaria.

**Plancton** (Gr., plankton, neutro de planktos, vagabundo). Conjunto de los animales y vegetales microscópicos que flotan pasivamente en una masa de agua dulce o marina, comparar con necton.

**Plánula** (N. L., dim. de L., planus, aplanado). Tipo de larva ciliada de vida libre, en los cnidarios, generalmente aplastada y ovoide, con una capa externa de células ectodérmicas y una masa interna de células endodérmicas.

**Platelminto** (Gr., platys, aplanado, + helmins, gusano). Gusano plano, acelomado, triblástico, con simetría bilateral.

**Pleon** Abdomen de los crustáceos.

**Pleópodo** (Gr., plein, navegar, + pous, podos, pie). Uno de los apéndices nadadores del abdomen de los crustáceos.

**Pluma** En los calamares, parte dorsal del manto, el cual secreta una lámina córnea, tabicada equivalente a la concha de los otros moluscos.

**Pólipo** (L., polypus, varios pies). Estado sésil en el ciclo vital de los cnidarios.

**Poliquetos** (Gr., poly, varios, + chaite, pelo, seda). Gusanos anélidos marinos provistos de muchas quetas.

**Poríferos** Filo animal que comprende las esponjas.

**Porocito** Células perforadas que entran en la estructura de las esponjas.

**Postlarva** (L., post, después, + Gr., larva, fantasma). Estadio juvenil de los crustáceos en el cual se adquiere la morfología de los progenitores.

**Predador, depredador** (L., praeda, rapiña, robo). Que vive matando y alimentándose de otros animales.

**Predación** Captura de un animal por otro con destino a su ingesta.

**Prevalencia** Es la frecuencia de una entidad en un momento dado y se expresa en tasa o porcentaje.

**Probóscide** (Gr., pro, antes, + boskein, comida). Morro o trompa. También órgano suctor tubular en cuyo extremo se sitúa la boca, como en planarias, sanguijuelas e insectos. También el órgano sensorial y defensivo del extremo anterior de ciertos invertebrados.

**Proctodeo** Ectodermo vuelto hacia adentro, que entra en contacto con el extremo posterior de la parte endodérmica del tubo digestivo. Región anal de todos los animales se deriva del proctodeo.

**Proglótide** (Gr., proglottis, punta de la lengua, de pro, antes, + glotta, lengua). Cada uno de los segmentos de un platelminto (cestodos, v. g. tenia) que contiene un juego de órganos reproductores, corresponde a un anillo o porción del estróbilo.

**Prosoma** (Gr., pro, antes, + soma, cuerpo). Región del cuerpo anterior o tagma de un invertebrado equivalente a la cabeza y tórax fusionados de los artrópodos o cefalotórax, ejemplo, quelicerados.

**Prosopilo** (Gr., proso, hacia delante, + pyle, puerta). Conexión entre los canales inhalantes y los canales radiales de algunas esponjas.

**Prostomio** (Gr., pro, antes, + stoma, boca). En la mayoría de los anélidos y algunos moluscos, parte de la cabeza situada delante de la boca.

**Protonefridio** (Gr., protos, primero, + nephros, riñón). Órgano excretor u osmorregulador primitivo, que consiste en un túbulo en cuyo extremo se encuentra un bulbo en llama o solenocito, es la unidad de un sistema de bulbos en llama. Se encuentran en platelmintos.

**Protopodio, protopodito** (Gr., protos, primero, + pous, podos, pie). Parte basal de un apéndice de crustáceo que comprende coxa y base.

**Protóstomos** (Gr., protos, primero, + stoma, boca). Grupo de filos en los que la segmentación es determinada, el celoma (en las formas celomadas) aparece por proliferación de bandas mesodérmicas (formación por esquizocelia), el mesodermo se desarrolla a partir de un blastómero determinado (designado como 4d), y la boca aparece a partir del blastoporo o cerca de él. Incluye a los anélidos, artrópodos, moluscos y otros filos menores. Comparar con deuteróstomos.

**Protozoo** Eucariote unicelular heterótrofo, a menudo móvil. Ejemplos: amiba, euglena, paramecio.

**Proximal** (L., proximus, el más cercano). Situado cerca o hacia el punto de unión o anclaje.

**Pulmón** En caracoles terrestres es la modificación del manto que se utiliza para cumplir funciones respiratorias.

**Pulmón en libro** Superficie respiratoria de las arañas y otros quelicerados.

**Pupa** (L., pupa, chica, muñeca). Estado quiescente inactivo de los insectos holometábolos. Sigue al estado larvario y precede al estado adulto.

**Quelas** (Gr., chele, uña, gancho). Primer par de patas, en forma de pinza, especializado para agarrar y triturar de la mayoría de los crustáceos decápodos.

**Quelícero** (Gr., chele, uña, gancho, + kera, cuerno). Primer par de apéndices de los miembros del subfilo Quelicerados.

**Queratina** (Gr., kera, cuerno, + ina, sufijo para proteína). Escleroproteína presente en tejidos epidérmicos, modificada en estructuras duras como cuernos, cabellos y uñas.

**Queta** (Gr., chaite, cabellera). Cerdas cortas que poseen algunos anélidos.

**Quiste** Estructura membranosa que recubre un huevo o embrión en algunos gusanos.

**Quiste hidatídico** (Gr., hydatis, vesícula acuosa). Tipo de quiste producido por individuos juveniles de ciertas tenias (*Echinococcus*) en sus hospedadores vertebrados.

**Quitina** (Fr., chitine, del Gr., chiton, túnica). Sustancia esclerificada que forma parte de la cutícula de los artrópodos y se encuentra muy rara vez en otros invertebrados, polisacárido nitrogenado insoluble en agua, alcohol, ácidos diluidos y jugos digestivos de la mayoría de los animales.

**Rabdites** (Gr., rhabdos, bastón). Estructuras semejantes a bastones en las células de la epidermis o del parénquima subyacente de ciertos turbelarios, son expulsadas en secreciones mucosas.

**Rádula** (L., radula, rascador). Órgano masticador a manera de dientes en hileras cubiertos por un material cartilaginoso. Su función consiste en raspar las algas que están adheridas a las rocas e incorporarlas a la cavidad bucal. Tiene forma de lima.

**Rapaz** Animal que captura presas.

**Receptáculo seminal** Cámara del aparato reproductor femenino destinada a la recepción y almacenamiento de espermatozoides.

**Redia** (de Redi, biólogo italiano). Estado larvario del ciclo de los trematodos, es producido por un esporoquiste, y a su vez da lugar a varias cercarias.

**Regeneración** Restitución de partes de un organismo averiadas o perdidas.

**Reproducción asexual** Reproducción células somáticas por mitosis.

**Reproducción sexual** Reproducción con participación de gametos.

**Respiración** (L., respiratio, respiración). Intercambio gaseoso entre un organismo y su medio externo. En la célula, liberación de energía por oxidación total de la glucosa.

**Ropalia** (Gr., rhopalon, garrote). Uno de los órganos de los sentidos marginales y claviformes de ciertas medusas, tentaculocistos.

**Róstelo** (L., rostellum, pico pequeño). Estructura saliente en el escólex de los platelmintos, a menudo con ganchos.

**Sagital** (L., sagitta, flecha). Relativo al plano medianero anteroposterior que divide a un organismo de simetría bilateral en dos mitades, derecha e izquierda.

**Saprófago** (Gr., sapos, podrido, + phagos, de phagein, comer). Que se alimenta de materias en descomposición, saprobio, saprozoico.

**Saprófito** (Gr., sapos, podrido, + phyton, planta). Vegetal que vive sobre materia muerta o en descomposición.

**Seda** (L., seta, aguja). Estructura quitinosa acicular del tegumento de anélidos, artrópodos y otros animales.

**Sedentario** Estacionario, quieto, inactivo, que no se desplaza o traslada.

**Sedimentívoro** animal que obtiene su alimento del sedimento.

**Segmentación** Proceso de división nuclear y celular en el cigoto animal.

**Segmentación determinada** Tipo de segmentación, generalmente espiral, en la que el destino de los blastómeros se determina muy pronto en el desarrollo, segmentación en mosaico (v. g. platelmintos).

**Segmentación espiral** Tipo segmentación en el que los planos de división son diagonales respecto al eje polar, de manera que se producen células distintas al alternarse las divisiones en sentido horario y antihorario, segmentación determinada.

**Segmentación holoblástica** (Gr., holo, completo, + blastos, germen). División total y aproximadamente igual de las células en el embrión temprano. Se presenta en mamíferos anfioxo y muchos invertebrados acuáticos que poseen huevos con mucho vitelo.

**Segmentación indeterminada** Tipo de desarrollo embrionario en el que el destino de los blastómeros no se determina tempranamente, como en equinodermos y vertebrados.

**Segmentación en mosaico** Tipo de segmentación caracterizada por la diferenciación independiente de cada parte del embrión, segmentación determinada.

**Segmentación radial** Tipo de segmentación en la que los primeros planos de división son simétricos respecto al eje polar, con cada blastómero situado directamente sobre el blastómero correspondiente de la siguiente capa, segmentación indeterminada.

**Septo** (L., septum, tabique). Tabique entre dos cavidades.

**Sésil** (L., sessilis, bajo, enano). Anclado por su base, fijado a un sustrato, incapaz de trasladarse.

**Sicon** (Gr., sykon, higo). Tipo de sistema de canales en ciertas esponjas. A veces llamado siconoide.

**Sifón** (Gr., siphon, tubo, sifón). Cordón de tejido que recorre la concha del nautilo, conectando todas las cámaras con el cuerpo del animal. También llamado sifúnculo o sifoncillo. En diversos animales, un conducto que funcione como comunicación entre pares y que conduzca agua o líquidos orgánicos disueltos, como el embudo o sifón del manto de los cefalópodos.

**Sifón en cefalópodos** Canal para absorber o expulsar agua en moluscos marinos. En algunos puede tener forma de embudo como en el calamar y el pulpo.

**Sifonoglifo** (Gr., siphon, tubo, sifón, + glyphe, entalladura). Surco ciliado en el estomodeo de las anémonas de mar.

**Silíceo** (L., silex, pedernal). Que contiene sílice.

**Simbiosis** (Gr., syn, con, + bios, vida). Relación íntima de dos especies distintas que viven juntas. Los simbioses se benefician siempre, el hospedador puede ser beneficiado, no afectado o perjudicado (mutualismo, comensalismo y parasitismo).

**Sistema hidráulico o acuífero** Sistema cerrado de conductos llenos de fluido, propio de los equinodermos, mueve los tentáculos y los pies ambulacrales, que sirven para adherirse, manipular el alimento, trasladarse y respirar.

**Sincitio** (Gr., syn, con, + kytos, conducto hueco). Masa de protoplasma que contiene varios núcleos, sin estar dividida en varias células.

**Sistema** (L., systema). Conjunto de principios o cosas sobre una materia que ordenadamente relacionados entre sí contribuyen a un fin determinado.

**Selenocito** (Gr., solen, pipa, + kytos, conducto hueco). Tipo especial de bulbo en llama en el que el bulbo presenta un flagelo entre un penacho de cilios. Ver bulbo en llama, protonefridio.

**Suspensívoro** alimentación por filtración.

**Tagma** (pl. tagmas) (Gr., tagma, disposición, orden). Parte compleja del cuerpo de un artrópodo que resulta de la fusión embrionaria de dos o más segmentos, por ejemplo, cabeza, tórax, abdomen.

**Tagmatización** Organización del cuerpo de los artrópodos en tagmas.

**Taxón** (Gr., taxis, disposición). Cualquier grupo o entidad taxonómica.

**Taxonomía** (Gr., taxis, disposición, + nomos, ley). Estudio de los principios de la

clasificación científica, ordenación y denominación sistemática de los organismos.

**Tegumento** (L., tegumentum, cubierta). Envuelta o cubierta externa.

**Telson** (Gr., telson, extremidad). Saliente posterior del último segmento corporal en muchos crustáceos.

**Tentáculos** Proyecciones extensibles alrededor del extremo oral, que ayudan a la captura del alimento propios de cnidarios radiados.

**Teoría sincitial ciliada** Afirma que los metazoos surgieron de ciliados unicelulares primitivos, que en principio eran multinucleados, pero más tarde adquirieron membranas celulares que rodearon al núcleo, consiguiendo mediante esta compartimentación la condición multicelular.

**Tergo** (L., tergum, posterior). Parte dorsal de un segmento de artrópodo.

**Testa** (L., testa, concha). Concha o cubierta externa dura.

**Tiflosol** (Gr., typhlos, cerrado, + solen, canal, tubo). Saliente longitudinal interior del intestino de ciertos invertebrados, como la lombriz de tierra, relacionado con la absorción de alimento.

**Torsión** (L., torquere, torcer). Fenómeno de giro en el desarrollo de los gasterópodos que altera 180 grados la posición de los órganos viscerales y paleales.

**Triblástico** (Gr., triploos, triple, + blastos, germen). Relativo a los metazoos cuyo embrión posee tres hojas embrionarias: ectodermo, mesodermo y endodermo.

**Triquinosis** Enfermedad causada por el nematodo *Trichinella spiralis*, la infección se produce por la ingesta de las larvas infecciosas que están enquistadas en los

músculos estriados de un huésped reservorio (cerdo).

**Trocófora** (Gr., trochos, rueda, + pherein, llevar). Larva ciliada marina de vida libre característica de muchos moluscos y poliquetos, cuerpo ovoide o piriforme con una corona de cilios preoral y a veces otra secundaria tras la boca.

**Tubícola** Que habita en un tubo.

**Túbulos de Malpigio** (de Marcelo Malpighi, anatomista italiano, 1628-1694). Túbulos ciegos del intestino de casi todos los insectos y algunos miriápodos y arácnidos, que funcionan primariamente como órganos de excreción.

**Turbelario** (L., turbellae, tumulto). Individuo del filo Platelminetos, clase Turbellarios.

**Uncinariasis** Enfermedad humana causada por el nemátodo *Ancylostoma duodenale*, los gusanos adultos miden aproximadamente 1 cm de largo y residen en el intestino delgado. Las larvas filariformes no se alimentan y tienen una expectativa de vida de hasta dos semanas. La forma habitual de infección humana ocurre por la penetración de estas larvas en la piel sensible entre los dedos de los pies de los individuos descalzos, pero puede penetrar en cualquier superficie cutánea.

**Uniones gap** Representan la conexión entre dos membranas de células contiguas, reduciendo el espacio intersticial hasta 12 veces el habitual.

**Valva** (L., valva, hoja de una puerta doble). Una de las dos partes de la concha de un molusco bivalvo típico o de un braquiópodo.

**Vector** (L., vector, transportador, de venire, vectum, transportar). Cualquier agente que transporte o transmita microorganismos patógenos de un hospedador a otro.

**Vector** Se considera en parasitología que el vector es un artrópodo u otro animal invertebrado que transmite el parásito al huésped, bien sea por inoculación al picar, por depositar el material infectante en la piel o mucosas o por contaminar alimentos u otros objetos. Los vectores pueden ser sólo portadores mecánicos de los parásitos como en el caso de moscas o cucarachas, o pueden ser verdaderos portadores biológicos cuando los parásitos se multiplican en ellos o las larvas se transforman para ser infectantes. El mosquito *Anopheles* es el vector del plasmodio y el mosquito *Aedes* es el vector de la filaria *Wuchereria bancrofti*.

**Veliger, ra** (L., velum, velo). Forma larvaria de ciertos moluscos, se desarrolla a partir de la trocófora y ya posee rudimentos del pie, manto y concha.

**Velo** (L., velum, velo). Membrana de la superficie de la subumbrela en las medusas de los hidrozoos. También órgano ciliado nadador de la larva veliger.

Láminas que rodean la boca de ciertos moluscos, su función es captar el alimento.

**Vellosidades** (L., villus, penacho de pelo). Pequeños salientes vascularizados y dactiliformes de la pared del intestino delgado. También una de las protuberancias vascularizadas de la porción embrionaria de la placenta.

**Vesícula seminal** Parte del aparato reproductor masculino, que sirve para almacenar espermatozoides.

**Viviparismo** (L., vivus, vivo, + parere, parir). Tipo de reproducción en la que los huevos se desarrollan en el interior del cuerpo de la hembra, con aporte nutritivo de ésta.

**Yema** Forma rudimentaria, primordio, esbozo de órgano o individuo.

**Zooide** (Gr., zoon, animal). Individuo que forma parte de una colonia de animales, como en los cnidarios coloniales.

**Zooclorelas** (Gr., zoon, animal, + clorella). Algas verdes que viven en relación simbiótica con ciertos animales, particularmente con las esponjas y cnidarios dulceacuícolas.

**Zooxantelas** Algas doradas, por lo general dinoflagelados, simbioses de diversos animales marinos, en especial cnidarios.

## Bibliografía

Baker, E. A. & Woollard, A. (2019). How weird is the worm? Evolution of the developmental gene toolkit in *Caenorhabditis elegans*. *Journal Developmental Biology*, 7(19), 1-15. <https://doi.org/10.3390/jdb7040019>

Barnes, R. (1989). *Zoología de los invertebrados*. México. Editorial Interamericana.

Botero, D. y Restrepo, M. (1992). *Parasitosis humanas*. Medellín, Colombia. Corporación para investigaciones biológicas CIB.

De La Lanza, G., De Lara, R. y Garcia, J. (1991). *Acuicultura en palabras*. México D.F. AGT Editor, S.A.

Eckert, R., Randall, D. y Augustine, G. (1990). *Fisiología animal, mecanismos y adaptaciones* (3.<sup>a</sup> ed.). Madrid, España. Interamericana McGraw-Hill.

Ferrier, D. E. K. (2011). Hox and ParaHox genes in evolution, development and genomics. *Genomics Proteomics Bioinformatics*, 9(3), 63-64. [https://doi.org/10.1016/S1672-02229\(11\)60009-0](https://doi.org/10.1016/S1672-02229(11)60009-0)

Hickman, C. P., Roberts, L. S. y Larson, A. (1992). *Zoología: principios generales*. México. Interamericana.

Joklik, W., Willett, H., Amos, B. y Wilfert, C. (1994). *Zinsser Microbiología* (20.<sup>a</sup> ed.). Buenos Aires, Argentina. Médica Panamericana S.A.

Morata, G. (2001). La historia de los genes homeóticos. *Arbor*, 78, 229-246.



Eras geológicas, modificada de ICGC (2010).

Eón	Era	Era	Periodo	Sucesos Principales en la Historia de la vida		
FANEROZOICO	CENOZOICO	CENOFIGITICO	Neogeno	<b>EXTINCCIONES</b> <i>Eoceno-Oligoceno</i>	<b>Primeros Homínidos</b>	
			Paleogeno	<b>K-T</b>	<b>Radiación adaptativa de los mamíferos y las aves</b>	
	MESOZOICO	MESOFITICO	Cretácico	<i>Cenomaniense - Turoniense</i>	<i>Primeros mamíferos placentarios</i>	<i>Radiación de las plantas con flor</i>
				<i>Aptiense - Albiense</i>		
			Jurásico	<i>Jurásico - Cretácico</i>	<b>Primeras plantas con flor</b>	
				<i>Pliensbachiense - Toarciense</i>	<b>Primeros mamíferos. Primeras aves (Archaeopteryx)</b>	
			Triásico	<i>Triásico - Jurásico</i>	<b>Radiación adaptativa de los dinosaurios</b>	
				<i>Noriense - Rhaetlense</i>	<i>Primeros dinosaurios, ictiosaurios, plesiosaurios, ptesiosaurios, crocodilianos, tortugas...</i>	
	PALEOZOICO	PALEOFITICOPAL	Pérmico	<i>Changhsingiense</i>		
				<i>Capitaniense</i>	<b>Radiación de los terápsidos, pelicosaurios</b>	
			Carbonífero	<i>Carbonífero - Pérmico</i>	<b>Radiación de las plantas con semilla</b>	
				<i>Viseense - Serpukhoviense</i>	<b>Radiación de las pteridófitas (humedales)</b>	<b>Primeros reptiles</b>
			Devónico	<i>Devónico - Carbonífero</i>	<b>Primeros insectos con alas</b>	
				<i>Frasniense - Fameniense</i>	<b>Primeras plantas con semilla</b>	
			Silúrico	<i>Givetiense - Frasnense</i>		<b>Primeros anfibios</b>
				<i>Ordovicico superior</i>		<b>Primeras plantas vasculares</b>
			Ordovícico		<b>Primeras plantas terrestres (briófitas)</b>	<b>Primeros peces agnados</b>
				<i>Primeros graptolitos, briozoos, cefalópodos.</i>		<i>Primeras bioconstrucciones de corales</i>
	Cámbrico			<b>Primeros cordados</b>		
				<b>Primeros braquiópodos, bivalvos, equinodermos, ostrácodos</b>		
			<b>Primeros trilobites. Arqueociatos</b>			
PROTEROZOICO	NEOPROTEROZOICO	Ediacárico		<b>Fauna de Ediacara</b>		

## **Acerca de la Autora.**

---

**Dora Nancy Padilla Gil.**

Doctora en Ciencias Biología del Instituto de Ecología, AC, INECOL, Xalapa, Veracruz, México, desde el 2006. Se desempeña como docente tiempo completo adscrita a la Universidad de Nariño, desde 1994 y a partir del 2012 es docente Titular. Orienta clases en el área de zoología.

**Orcid:** 0000-0002-9960-6103



# Editorial

Universidad de **Nariño**

Febrero 2022  
San Juan de Pasto

# Zoología de Invertebrados

## Guía de Estudio

La formación del estudiante en Ciencias Biológicas está orientada al avance del pensamiento crítico, creativo y científico, desarrollado a través del desempeño progresivo de competencias, en las cuales debe prevalecer el trabajo del estudiante y su respuesta a problemas concretos que le brinde su contexto.

En este ámbito se presenta la Guía Didáctica de Zoología de Invertebrados que pretende establecer un nexo entre el conocimiento de la Zoología y el aprendizaje del estudiante, mediado por un compendio organizado de conocimientos actualizados y el diseño de la Guía, donde se articulan los propósitos y las competencias con la estructura secuencial del contenido y el contexto, con ejemplos concretos e ilustraciones de la fauna neo-tropical.

El libro presenta los grupos taxonómicos partiendo de los filos basales (cuatro filos); luego los protostomados, con los grupos Spiralia (cuatro filos); y Ecdysozoa (cuatro filos); después los deuterostomados (dos filos). Esta secuencia se ve complementada con figuras, diagramas, tablas, resúmenes, ejercicios, lecturas recomendadas, un acápite con datos curiosos "sabías que", un glosario y referencias bibliográficas; todo lo anterior con el fin de orientar, propiciar y desarrollar el aprendizaje en este campo.

**Palabras clave:** zoología de invertebrados, metazoos, filos basales, sistemática y evaluación de artrópodos, entomología, biogeografía.

ISBN: 978-628-7509-65-8 Digital



Universidad de Nariño  
FUNDADA EN 1904

ai

Universidad de Nariño  
ACREDITADA DE ALTA CALIDAD  
RESOLUCIÓN MEN 10567 - MAYO 23 DE 2017

Editorial  
Universidad de Nariño