

El plancton costero

I. Introducción

Los organismos que viven permanentemente en la columna de agua constituyen la comunidad biológica llamada *comunidad planctónica*. El plancton está compuesto por una gran diversidad de organismos que viven errantes en la masa de agua y son arrastrados por las corrientes. Se trata en general de organismos pequeños, pero con un espectro de tamaños ¡que va desde menos de 1 μm a más de 20 cm!

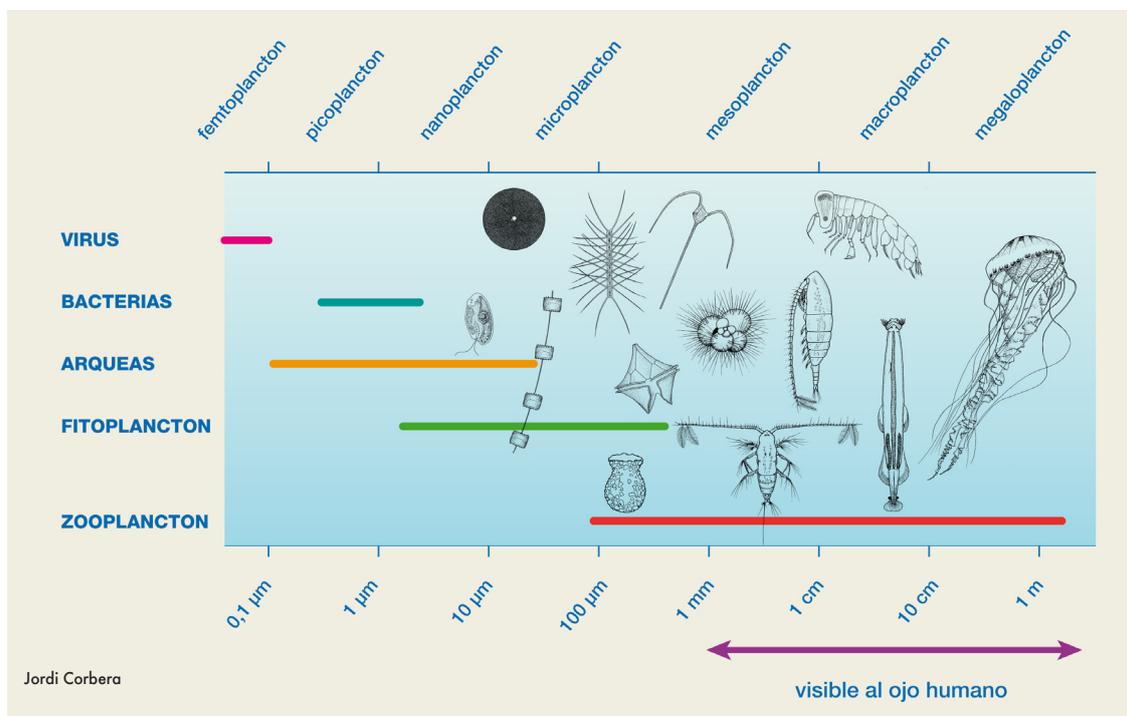


Fig. 1. Rango de medidas de los organismos planctónicos.

El plancton se subdivide en general en bacterioplancton –actualmente incluido dentro del ultraplancton y picoplancton–; fitoplancton –organismos fotosintetizadores (autótrofos o mixótrofos)–; y zooplancton –organismos heterótrofos.

En la actualidad, se considera una subdivisión del plancton en grupos funcionales más que en grupos de medidas: plancton autótrofo y heterótrofo, además del mixótrofo.

El fitoplancton está compuesto por organismos procariotas y eucariotas, autótrofos o mixótrofos, unicelulares aislados o formando cadenas o agregados, que se sitúan en aguas superficiales. Los grupos dominantes son diatomeas, dinoflagelados, cocolitoforales, silicoflagelados y cianofíceas, que se alternan tanto en el espacio como en el tiempo.

El zooplancton está formado por organismos heterótrofos de un amplio espectro de medidas, desde pocas micras hasta más de 20 cm. Tienen una limitada capacidad de movimiento, a pesar de que pueden migrar y agruparse. EL zooplancton lo componen tanto organismos que pasan toda su vida en el plancton –holoplancton–, como otros que son fases larvarias o juveniles de especies que viven en el bentos o en el necton –estas larvas forman el meroplancton.

Algunos de los grupos de organismos que podemos encontrar en el plancton marino se presentan a continuación.

1. Bacterias

La mayoría de las bacterias marinas son heterótrofas, pero existen muchas bacterias autótrofas que viven en los océanos y son responsables de gran parte de la producción de materia orgánica en el mar. Las cianobacterias de la especie *Prochlorococcus marinus* son unos de los organismos más abundantes del planeta: viven en aguas abiertas y presentan una densidad de entre 70 000 y 200 000 células por mililitro.

Las bacterias constituyen todo un mundo en miniatura dentro del océano. El conjunto de los organismos visibles a primera vista no es más que la parte más elevada de una enorme pirámide de biomasa microscópica.

La diversidad de las bacterias marinas es muy elevada, y precisamente de su estudio se deriva parte de la determinación de la salud –buena o no tan buena– de los ecosistemas marinos. A veces, el mar también contiene bacterias que no son estrictamente marinas, sino que provienen de fuentes de contaminación relacionadas con la actividad humana. Las aguas residuales que vertemos en el mar transportan bacterias que pueden ser detectadas a través de métodos analíticos y, por lo tanto, constituyen buenos indicadores de determinados tipos de contaminación. Uno de los grupos más utilizados como indicadores de contaminación fecal de las aguas costeras es el de las bacterias coliformes. A pesar de que estas bacterias provienen del intestino de las personas u otros animales, una vez llegan al mar, demuestran una gran capacidad de supervivencia a pesar de las condiciones adversas, especialmente respecto a la salinidad.



Fig. 2. Cianobacterias filamentosas vistas a través de un microscopio.

2. Fitoplancton

El fitoplancton es un conjunto de organismos muy diverso, pero aquí haremos referencia a sus grupos principales de eucariotas, que, además, son los que habitualmente se pueden observar en las muestras costeras. El fitoplancton está formado por organismos autótrofos o mixótrofos, y constituye el alimento del zooplancton, del cual dependen otros muchos animales marinos. Dado que la actividad fotosintética depende de la luz, el fitoplancton ocupa las aguas más superficiales.

- **Diatomeas.** Son algas unicelulares que se encuentran ampliamente distribuidas en el medio acuático marino y en aguas continentales. Existen diatomeas que flotan libremente en el agua y otras que son bentónicas y se fijan sobre sustratos duros y sedimentos. Las diatomeas son organismos muy sensibles a las variaciones físico-químicas del agua, y actualmente algunas empiezan a ser empleadas como bioindicadores de la calidad del agua. La identificación de las diatomeas se basa principalmente en la estructura de la cubierta silíceo que recubre la célula; hay dos formas básicas: pennadas y céntricas.
- **Flagelados.** Este nombre se aplica a un gran número de organismos muy diferentes. Los flagelados que forman parte del fitoplancton contienen pigmentos fotosintéticos y básicamente pertenecen a los grupos clorófitos, crisófitos, euglenófitos y dinoflagelados. Los dinoflagelados son organismos unicelulares con una cubierta celular compleja, que presenta surcos y estructuras muy marcadas. Algunas especies disponen de placas de celulosa en la cubierta, lo que les proporciona el aspecto de una armadura. A pesar de que no todos los dinoflagelados son fotosintéticos, muchas especies sí que lo son y constituyen, junto con las diatomeas, uno de los grupos más abundantes y variados del fitoplancton marino.

3. Zooplancton

El zooplancton es el conjunto de organismos protistas y animales que se encuentran en suspensión en las aguas marinas o continentales y que tienen nutrición heterótrofa. Todos los ecosistemas marinos también dependen del zooplancton, dado que este se alimenta del fitoplancton y, a su vez, constituye el alimento de otros muchos animales. A pesar de que encontramos organismos del zooplancton en toda la columna de agua, la actividad del zooplancton también se desarrolla a menudo en las aguas superficiales, porque necesita atrapar el fitoplancton y, por ello, a menudo se tiene que mover hacia estas zonas.

Los organismos del zooplancton, a pesar de que pueden llegar a tener tamaño macroscópico, han de ser lo bastante pequeños como para evitar caer hacia el fondo con facilidad. Los individuos más grandes suelen disponer de mecanismos para evitar ser muy densos: cuerpos gelatinosos, acumulaciones de grasas y de gas, formas complejas, etc.

- **Protozoos.** Básicamente hay dos grupos de protozoos que forman parte del plancton: los ciliados y los rizópodos.
- **Cnidarios.** Entre los cnidarios que forman parte del plancton se encuentran las medusas pequeñas o hidromedusas y los sifonóforos. También las grandes medusas son planctónicas y forman parte del megaloplancton.
- **Poliquetos.** Son animales anélidos, generalmente bentónicos, pero algunas especies forman parte del plancton. No suelen ser muy frecuentes.
- **Moluscos.** En el plancton se pueden encontrar formas larvarias de moluscos. Algunos grupos tienen representantes bastante pequeños como para formar parte del zooplancton.
- **Crustáceos.** Son los principales organismos del zooplancton. Los grupos más importantes son: copépodos, cladóceros, anfípodos, ostrácodos, misidáceos, isópodos y cumáceos. La mayoría de los crustáceos del zooplancton son copépodos, de los cuales existe una gran cantidad de especies diferentes.
- **Quetognatos.** Son animales exclusivamente marinos, de cuerpo alargado, y depredadores de otros animales planctónicos.



Fig. 3. Muestras de plancton observadas a través de un microscopio.

II. Posibilidades de estudio y cuestiones teóricas que plantear

El plancton está constituido por una variedad de organismos que viven en la masa de agua y que varían en tamaño: encontramos organismos que miden desde 1 μm hasta más de 20 cm. Entre los organismos que lo componen, podemos distinguir tres grandes grupos: fitoplancton (autótrofos), zooplancton (eucariotas heterótrofos) y ultraplancton (bacterias, arqueas y virus).

Debido a su accesibilidad y facilidad de recogida, el estudio del plancton permite plantear preguntas y experimentos de diversa índole y testar el método científico; por ejemplo, cambiando frecuencias, cantidades, localizaciones, etc., de las muestras. Por otro lado, el plancton marino está formado por unos organismos muy poco conocidos en general por los estudiantes en edad escolar, y conocer la diversidad del plancton permite hacer una aproximación a la diversidad real del planeta de manera fácil y novedosa.

La elevada abundancia, diversidad de formas, medidas, estrategias vitales y comportamientos de los organismos planctónicos hace que trabajar con estos grupos sea más fácil que con otros. Además, trabajar con material vivo permite hacer numerosas observaciones sobre el movimiento, comportamiento y estrategias de los organismos.

La composición del plancton varía significativamente tanto en el espacio como en el tiempo. En el espacio, las variaciones en el eje vertical suelen encontrarse, en especial, entre organismos que viven en zonas superficiales o más profundas; mientras que las variaciones en el eje horizontal se dan más entre los que viven en aguas costeras –tanto en zonas rocosas como arenosas– o en aguas más alejadas –mar abierto–. En el tiempo, las variaciones se observan a nivel diario –tanto desde primera hora del día hasta por la tarde como entre las horas del día y de la noche–, estacional e interanual. Entre los factores que explican estas variaciones encontramos tanto factores biológicos –ciclos de vida de las especies, relaciones tróficas, como el aporte de nutrientes, desplazamientos– como factores ambientales –temperatura, salinidad, corrientes–, que son de fácil comprensión y a menudo de fácil determinación.

Conociendo la densidad de zooplancton y fitoplancton, se pueden llevar a cabo diferentes tipos de estudios que permitan profundizar en la comprensión de las funciones y los aspectos biológicos y ecológicos que caracterizan el plancton. La densidad de los organismos siempre hace referencia a la cantidad de individuos por unidad de volumen (generalmente m^3). Se puede calcular la densidad de cada especie presente en el plancton, pero a menudo se obtienen resultados interesantes sin tener que precisar tanto, solo atendiendo a la densidad de organismos a niveles taxonómicos más genéricos, como, por ejemplo, género, familia o grupo.

Algunos de los planteamientos y preguntas de investigación que se pueden plantear y responder a través de esta actividad son los siguientes:

- **Seguimiento estacional.** Consiste en comparar la densidad de cada unidad de medida (individuos de cada género o grupo) en cada época del año.
 - Observar la variación de los grupos de plancton a lo largo de las diferentes épocas del año.
 - Establecer las causas de esta variación.

La primera cuestión puede ser respondida por los alumnos a partir de esta práctica, mientras que la segunda cuestión precisa de un análisis más elaborado y hay que contrastar la información con los datos ambientales.

Este estudio solo podrá realizarse si los alumnos realizan salidas a lo largo del año.

- **Biodiversidad.** Se trata de comparar la densidad de las medidas de individuos entre muestras. El objetivo esencial es reconocer los grandes grupos que forman el zooplancton y el fitoplancton. De modo adicional, un objetivo más específico puede ser el de identificar los individuos según la especie, el género y la familia.
 - Cuántos grupos diferentes se identifican. Proporción de zooplancton y fitoplancton, en cuanto a grupos diferentes y biomasa.
 - Observar e identificar alguna especie dominante del fitoplancton y del zooplancton.

Los estudiantes pueden trabajar conceptos relativos a la pirámide trófica y a la diversidad biológica (tanto entre grupos como dentro de cada grupo).

- **Medidas de vida.** Consiste en comparar la densidad de cada unidad de medida entre las muestras procedentes de la red; o bien, en el supuesto de que se empleen redes de diferente luz de malla, también entre ellas –de este modo se podrá calcular todo el espectro de organismos de la comunidad de plancton, dado que cada tipo de red es eficaz en la captura de un espectro de medidas determinado.
 - ¿Cuál es el espectro de medidas de organismos de la comunidad de plancton?
 - ¿Tienen que ver los diferentes tipos de redes de recolección en la obtención de este espectro?
- **Variabilidad espacial.** Se trata la densidad de cada unidad de medida entre muestras recogidas en diferentes lugares –por ejemplo, diferentes puntos de la costa–, así como su diferente diversidad.
 - ¿Se observan diferencias en la densidad de plancton de las muestras recogidas en la costa (en diferentes puntos)? ¿Se observan grupos diferentes en un punto u otro? ¿Dominan especies diferentes en cada punto?
 - Explicar los resultados y razonar.
- **Variabilidad diaria.** Se trata la densidad de cada unidad de medida entre muestras recogidas a diferentes horas del día (recogida de muestras durante varios turnos el mismo día).
 - ¿Se observan diferencias en la densidad de plancton de las muestras recogidas por la mañana y por la noche, por ejemplo?
 - ¿Se observan diferentes grupos taxonómicos en las diferentes muestras? ¿Se observan diferentes abundancias de individuos?

Explicar los resultados y razonar.

Todas estas cuestiones pueden ser resueltas por el alumnado mediante la práctica, teniendo en cuenta que la interpretación de los resultados requiere información adicional. Las cinco propuestas anteriores pueden combinarse entre sí, ofreciendo unos estudios más holísticos que permitan captar la complejidad de la naturaleza a través de un ejemplo sencillo y cercano como es el estudio del plancton costero.

Igualmente, estas son solo algunas de las preguntas y aspectos que se pueden trabajar a través de este taller, pero se pueden plantear otros, en función de los temas que interese tratar.

III. Breve descripción de resultados esperables

En el caso del seguimiento estacional, hay que interpretar por qué varían los grupos dominantes del plancton a lo largo de las diferentes épocas del año. Para hacerlo, el alumnado tiene que relacionar la densidad de las muestras con varios factores ambientales, de los que la temperatura y la turbulencia del agua son clave. En el caso del fitoplancton, las épocas del año con más turbulencia del agua —invierno, primavera y finales de otoño— van asociadas a más nutrientes y, por lo general, a un dominio de las diatomeas, porque, al carecer de sistemas activos de natación, dependen del movimiento del agua para mantenerse cerca de la superficie, y están adaptadas a las aguas más ricas en nutrientes. En cambio, en las épocas de poca turbulencia —finales de primavera, verano y comienzos de otoño— suelen dominar los dinoflagelados, porque tienen sistemas activos de natación —los flagelos—, pueden mantenerse nadando en aguas calmadas y están mejor adaptados a las aguas pobres en nutrientes. Por otro lado, los cocolitoforales son más abundantes en invierno y primavera, mientras que en verano se encuentran en aguas más profundas. Entre los organismos del zooplancton, los copépodos son, en el mar Mediterráneo, el grupo más abundante: se encuentran en diferente cantidad a lo largo de todo el año. En general, la abundancia de zooplancton aumenta como respuesta a las proliferaciones de fitoplancton. Por lo tanto, en muchos lugares del Mediterráneo, las mayores abundancias se detectan durante la primavera e inicios del verano. En general, hay grupos que se encuentran representados en las muestras de manera abundante en un periodo determinado del año, como los quetognatos a inicios del otoño o los cladóceros durante el verano. Entre las especies de cada grupo también se pone de manifiesto una estacionalidad marcada, porque hay especies de una temporada concreta: por ejemplo, entre los copépodos, dos especies muy comunes en el mar Mediterráneo, *Oithona similis* y *Temora stylifera*, son claramente de primavera y otoño, respectivamente.

En el caso de la biodiversidad, el objetivo esencial es familiarizarse con la multiplicidad de formas vivas, metabolismos y ciclos vitales. El alumnado puede descubrir que la cantidad de fitoplancton es netamente superior a la de zooplancton, lo que se corresponde con la pirámide trófica de los ecosistemas. Por otro lado, los diferentes factores ambientales ligados al ciclo anual del plancton hacen que se halle una alta diversidad de grupos y especies diferentes, o bien que haya algunos grupos que dominen la composición del plancton de forma notoria. Por ejemplo, durante el otoño, el agua superficial se enfría y se mezcla con agua más profunda, lo que permite el afloramiento de nutrientes que favorecen la proliferación de unas pocas especies de diatomeas pennadas (*Asterionella japonica*, *Thalassionema nitzschioides*, *Thalassiothrix mediterranea*) y de diatomeas centrales (*Chaetoceros* sp. y *Rhizosolenia stolterfothii*). A finales de invierno y principios de primavera, la turbulencia del

de un río, proximidad de una depuradora, aguas de una gran ciudad, aguas de un pueblo costero, etc. El zooplancton de la costa mediterránea tiene una composición típica de las comunidades de ambientes costeros de mares templados, donde las diferencias espaciales no son muy marcadas. No obstante, la plataforma continental es bastante estrecha y recibe mucha influencia de las masas de agua de mar abierto. Esto hace que se produzcan intrusiones esporádicas de aguas más oceánicas, con lo cual se otorga al zooplancton, en estos casos, una mayor variabilidad en cuanto a la composición de especies y la abundancia de individuos. Si se muestrea unos días antes de un acontecimiento de este tipo, en las muestras posteriores pueden aparecer especies del zooplancton distintas a las halladas habitualmente.

Las variaciones observadas en las muestras pertenecientes a diferentes horas del día se deben, en especial, a estrategias tróficas: probablemente se pueda encontrar más cantidad de zooplancton en las muestras tomadas de madrugada y más fitoplancton en las del mediodía. Este desfase corresponde a la actividad del zooplancton como depredador de fitoplancton: buena parte del zooplancton realiza migraciones verticales diarias para alimentarse —cuando sube hacia la superficie— y evitar la depredación —cuando se sitúa a más profundidad.

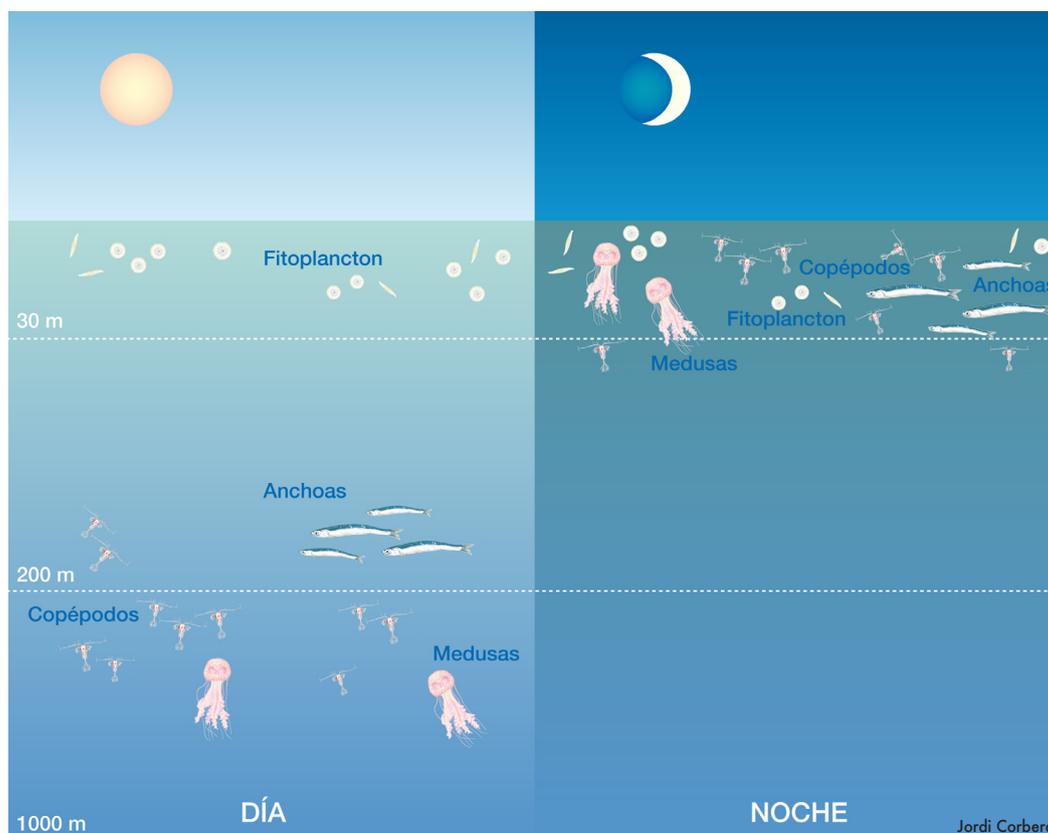


Fig. 5. Las migraciones diarias del zooplancton en la columna de agua pueden provocar variabilidad en las muestras según a la hora y profundidad a las que se recojan.

IV. Materiales y métodos para la recogida y análisis de muestras de plancton

1. Confección de la red de mano

1.1. Material

- Anilla metálica de 20 cm de diámetro aproximadamente.
- Malla o tela de 60 a 100 μm de luz de malla (para fitoplancton y zooplancton pequeño).
- Trozo extra de unos 15 x 15 cm del mismo tipo de malla.
- Al menos 2 botes de plástico de 500 ml con tapón de rosca.
- Tela gruesa.
- Cordel.
- Bridas de plástico.
- Tijeras.
- Cuchillo.
- (Opcional) Malla o tela de 200 a 500 μm de luz de malla (para zooplancton más grande).



Fig. 6. Material para confeccionar la red de mano.

1.2. Procedimiento

- 1) Confeccionad un tronco en forma de cono con la malla, de 1 m de largo.
- 2) Cosed una tela más gruesa a cada lado de la red para conseguir más resistencia en las zonas de anclaje.
- 3) Sujetad la malla a la anilla metálica con la ayuda del cordel.
- 4) Cortad los botes con tapón de rosca por la base y sujetad uno al otro extremo de la malla mediante una brida (¡o con más bridas, si hace falta!).
- 5) Recortad el interior del tapón de solo uno de los botes con tapón de rosca (de modo que, cuando lo enrosquéis al bote, quede un agujero).



Fig. 7. Red de mano a medio montar.

- 6) Colocad el trozo pequeño de malla (de 15 x 15 cm) bien extendido entre la boca del bote y el tapón recortado, de forma que la malla quede bien sujeta por la parte de la rosca. Tiene que quedar de modo que actúe como un colador.
- 7) Reservad el otro bote con tapón de rosca con la base cortada para la recogida de muestras vivas. No recortéis el tapón de este otro bote –por lo tanto, tampoco habrá que emplear el trozo pequeño de malla—. Cuando lo queráis usar, cortad la brida que sujetaba el bote anterior, y montad el bote tapado (como en el punto 4).



Fig. 8. Red de mano montada.

2. Recogida de muestras

2.1. Material de campo

- Cámara fotográfica.
- Tabla de datos de campo impresa, o una libreta.
- Lápiz.
- Botes de plástico para la recogida de muestras (¡mejor que sobren!).
- Embudo.
- Rotulador indeleble para referenciar las muestras.
- Red de mano para la recogida de muestras.
- Termómetro (sumergible).
- Formol tamponado con bórax.
- Guantes.
- Jeringuilla de plástico.
- Gafas de laboratorio.
- Nevera de mano para mantener las muestras en frío.

2.2. Recogida, referenciación y clasificación

Cuando se haya confeccionado la red de mano y se haya comprobado que sus partes están bien sujetas, podréis proceder a la recogida de muestras. Tendréis que elegir el lugar o lugares de muestreo, e ir vestidos con la ropa adecuada, teniendo en cuenta que quizá acabaréis muy mojados –no está de más pensar en llevar ropa de recambio o una toalla para secaros si os mojáis.

Una vez os encontréis en el lugar de muestreo, anotad, en la tabla de datos de campo o en la libreta, toda la información que posteriormente pueda ser útil como referencia, por ejemplo, condiciones climatológicas –dirección del viento, nubosidad, transparencia del agua–, así como cualquier otra observación que creáis importante –si hay basura en el agua, restos orgánicos, medusas grandes, etc.–. Es muy aconsejable que toméis fotografías del lugar elegido, del proceso de recogida de las muestras, y de las muestras en sí, una vez recogidas.

Antes de recoger la muestra o muestras, es conveniente que dejéis todo el material necesario preparado, y los botes de recogida referenciados –en la pared del bote tenéis que escribir, con la ayuda de un rotulador indeleble, como mínimo, el nombre de la muestra, día y hora de recogida, si se trata de una muestra viva o fijada, y el tipo de malla, si se tercia.

También debéis tener en cuenta que, si queréis hacer un estudio más exacto, tendríais que coger réplicas de cada muestra –repetir la muestra–; el número idóneo de réplicas son tres.

TABLA DE DATOS DE CAMPO DEL CENTRO: _____	
Fecha de recogida	12/06/2011
Hora de recogida	10:30
Estación (lugar de muestreo)	Playa de la Barceloneta (Barcelona)
Coordenadas GPS	-
Nombre de la muestra	MUESTRA 1
Observación en vivo	<input type="checkbox"/> Sí <input type="checkbox"/> No
Temp. agua (°C)	21 °C
Dirección del viento	Viento del este
Nubosidad	Una poco de calima, pero el cielo está claro
Distancia recorrida	100 m
Profundidad aproximada	Superficial
Tipo de red usada	Malla de 60 µm
Observaciones	Había suciedad (plásticos) flotando en el mar, y mucha gente en la playa. El lugar de muestreo es una playa de arena.

Para facilitar la tarea de recogida de datos y sistematizar los datos de todas las escuelas participantes, podéis usar el modelo de tabla de datos de campo que encontraréis como documento descargable. Si disponéis de un GPS, u os pueden dejar uno, anotad las coordenadas del lugar de muestreo. A continuación os proporcionamos un ejemplo de cómo llenar la tabla de datos de campo.

Una vez se han anotado las condiciones ambientales y el resto de datos relativos a la muestra, y se tiene el material preparado, podéis proceder a la recogida de la muestra, siguiendo los pasos que figuran a continuación:

- 1) Introducid la red dentro del agua y arrastradla calculando la distancia recorrida —para poder calcular posteriormente el volumen filtrado—. Tenéis que procurar que la red quede siempre completamente sumergida y más o menos recta dentro del agua.

Para calcular la distancia recorrida, hay diferentes maneras; presentamos aquí dos ejemplos (¡vosotros podéis inventar más!):

- a) Medid con una cinta métrica la longitud de un paso de la persona que hará el muestreo. Contad el número de pasos que da esta persona mientras recoge la muestra, y después multiplicad el número de pasos por la longitud anteriormente medida.
- b) Colocad señales de referencia en la playa, midiendo con una cinta métrica la distancia entre estas señales. Recoged la muestra en la franja de agua comprendida entre las dos señales.

Observaciones: si primero queréis coger una muestra para observarla en vivo, como emplearéis el bote con el tapón «cerrado», será mejor que desplazéis la red un poco más lentamente dentro del agua.



Fig. 9. ← Antes de tomar la muestra, es conveniente apuntar las condiciones ambientales y los datos relativos a la muestra e incluso tomar una fotografía del lugar y día de muestreo. → Una de las maneras aproximadas de medir la distancia recorrida es midiendo la longitud de un paso de la persona que tomará las muestras, y multiplicándola después por el número de pasos realizados.

- 2) Este paso varía en función de si la recogida de la muestra se ha llevado a cabo para observarla en vivo o para fijarla enseguida:
- Observación en vivo.** Una vez hayáis filtrado el agua, con la ayuda de un embudo vaciado el recipiente de recogida –bote con tapón de rosca del final de la red– en otro bote previamente etiquetado con los datos de la muestra –idealmente, escribid la hora, el día, el nombre de la muestra, que es una muestra viva, y el tipo de malla de la red, si se tercia.
 - Fijación inmediata.** Una vez se ha filtrado el agua, con la ayuda de un embudo «limpiado» la malla pequeña del recipiente de recogida – bote con tapón de rosca del final de la red– en otro bote previamente etiquetado con los datos de la muestra –idealmente, escribid la hora, el día, el nombre de la muestra, que es una muestra fijada y el tipo de malla de la red, si se tercia–. Debéis hacer la «limpieza» de la malla pequeña, donde se habrán quedado adheridos los organismos recogidos, con un poco de agua de mar. Cuando la muestra esté en el bote, enjuagad bien el trozo pequeño de malla para que quede limpio de organismos y se pueda usar para la siguiente muestra.

Observaciones: si, antes de poner la muestra en el bote, observáis organismos enganchados a la malla de la red, conviene que la rociéis desde el exterior con un poco de agua de mar para que quede recogido dentro del bote el mayor número posible de organismos. Enjuagad con cuidado el bote con algo más de agua de mar, para recoger todos los organismos de la muestra.

- 3) Este paso varía en función de si la recogida de la muestra se ha llevado a cabo para observarla en vivo o para fijarla enseguida:
- Observación en vivo.** Una vez tengáis la muestra en el bote, debéis conservarla en frío (en la nevera de mano y en la nevera de la escuela o de casa, cuando lleguéis) para su posterior observación bajo la lupa o el microscopio. Pasadas unas horas o un día, tendréis que fijar la muestra, haciéndolo como se indica en el siguiente apartado (b).
 - Fijación inmediata.** Las fijaréis con formol tamponado con bórax –para reducir la acidez–: se calcula el 5 % del volumen de la muestra, se le añade a la muestra esta cantidad del preparado de formol con la ayuda de una jeringuilla de plástico y se cierra el bote enseguida.

Por ejemplo, si se tiene un recipiente de 500 ml lleno de agua de mar con el plancton recogido, tendréis que añadir 25 ml de formol tamponado. Para facilitar la fijación de toda la muestra, voltead suavemente el bote, para homogeneizar su contenido.

Observaciones: hay que ir con mucho cuidado con el formol. Debéis manipularlo siempre en botes de plástico –para evitar que se rompan si son de vidrio, y que el formol se esparza–, usad guantes siempre –por ejemplo, de látex– y gafas de laboratorio (a ser posible). Cuando añadáis el formol a las muestras, hacedlo en un lugar muy aireado. Recordad que tenéis que cerrar muy bien todos los botes que contengan formol.



Fig. 10. ← Recogida de la muestra en un bote. → Si manipuláis formol, ¡tomad todas las precauciones posibles!

3. Análisis de las muestras

3.1. Material de laboratorio

- Botes con las muestras recogidas.
- Trozo de malla de 60 μm o cedazo muy fino para filtrar las muestras.
- Botes nuevos para pasar las muestras a alcohol.
- Rotulador indeleble para referenciar los botes de las muestras.
- Papel «transparente» para etiquetar las muestras.
- Lápices.
- Alcohol de 70°.
- Lupa binocular.
- Jeringuilla de plástico.
- Cajas de Petri.
- Vasos de precipitados.
- Pipetas Pasteur.
- Pinzas para manipular los organismos (¡a veces, puede resultar útil un pincel muy fino, también!).

3.2. Tratamiento de las muestras en el laboratorio

Antes de proceder a cuantificar la muestra, conviene que os familiaricéis con los organismos del plancton y que, por lo tanto, observéis alguna muestra con detenimiento sin contar los organismos.

Este paso varía en función de si la muestra se va a observar en vivo o se trata de una muestra fijada:

a) **Observación en vivo.** Antes de observar la muestra, agitadla suavemente para homogeneizarla. Podéis verter una porción de la muestra en una caja de Petri con la ayuda de una pipeta Pasteur y observarla con una lupa binocular. Una vez observada la porción de muestra, la podéis verter en otro recipiente, para poder emplear de nuevo la caja de Petri; si queréis observar la muestra entera, tendréis que ir repitiendo este proceso hasta que se os acabe la muestra. Podéis apuntar en una libreta toda la información que queráis recoger sobre la muestra observada en vivo, y hacer dibujos de los diferentes tipos de organismos que veáis. Con la ayuda de unas pinzas y/o un pincel muy fino podéis manipular los organismos presentes dentro de la muestra. Es útil tener algunos recipientes a mano para ir colocando en ellos los organismos que os parezcan más extraños, que no sepáis identificar o que queráis fotografiar. Para tomar fotografías, podéis acoplar una cámara a la lupa. Igualmente, recordad que después ¡hay que devolver estos organismos a la muestra correspondiente!



Fig. 11. Muestra de plancton preparada en una caja de Petri para su observación.

Una vez observada la muestra en vivo, podéis proceder a fijarla con formol, como se ha explicado en el apartado 2.2.-3-b, y después de un día podéis proceder según se indica en el siguiente apartado (b).

Observaciones: también podéis mirar las muestras al microscopio. Para ello necesitaréis cubreobjetos, portaobjetos y una gota de la muestra, la cual colocaréis sobre el portaobjetos –podéis cubrirla después– para observarla con comodidad.



Fig. 12. Las muestras se pueden observar bajo una lupa binocular (y también con un microscopio).

b) **Muestras fijadas.** Primeramente, es aconsejable que paséis la muestra fijada en formol a un recipiente con alcohol de 70°. Para hacerlo, debéis verter con cuidado la muestra en un cedazo fino, o filtrarla con un trozo de malla, recogiendo el líquido –agua de mar con formol– en un recipiente de plástico que se pueda cerrar. Hay que tener en cuenta que el formol es tóxico, por lo que es conveniente realizar esta operación en un lugar muy ventilado, con guantes y con máscara y gafas de laboratorio. Una vez tengáis la muestra en el cedazo o la malla, recogedla con mucho cuidado y colocadla dentro de un bote de plástico con alcohol de 70°. Para recoger la muestra, podéis rociarla o enjuagarla con el mismo alcohol, de forma que vaya cayendo en el recipiente de recogida. Una vez tengáis la muestra en alcohol, podréis observarla más cómodamente, evitando los efectos tóxicos del formol. Para observar la muestra a la lupa, sin cuantificarla, podéis tomar una porción con una pipeta Pasteur y colocarla en una caja de Petri, que pondréis bajo la lupa binocular. El proceso será el mismo que el descrito en el apartado a), con la diferencia de que la muestra estará fijada en alcohol de 70°.



Fig. 13. Fotografías de organismos de las muestras tomadas acoplando cámaras digitales a la lupa.

3.3. Análisis cuantitativo de las muestras recogidas

Las muestras referenciadas se estudian a través de análisis cuantitativos y cualitativos. Podéis apuntar en una libreta todos los datos cualitativos que queráis, así como hacer dibujos. Para realizar estudios cuantitativos, a continuación se expone cómo calcular la concentración y densidad de plancton de las muestras.

3.3.1. Cálculo de la concentración y densidad de plancton

El número de individuos, riqueza o concentración de cada especie o grupo de fitoplancton y zooplancton se expresará en función del volumen filtrado de agua –densidad.

Si es posible, también podéis probar qué resultados se obtienen filtrando diferentes volúmenes de agua, es decir, aumentando o disminuyendo la distancia recorrida con la red de mano.

La concentración de organismos del plancton se obtiene contando el número de individuos de cada grupo observados mediante una lupa binocular –podéis identificarlos mediante la guía de identificación que encontraréis entre los materiales que os proporcionamos– y refiriendo esta cantidad al volumen total de agua filtrada (véase apartado 3.2.2-2).

- 1) No es necesario que se cuente toda la muestra: se puede fraccionar. Para dividir la muestra, se tiene que agitar bien –aunque muy suavemente– el bote para homogeneizar su contenido y poder repartirlo en dos partes iguales. Observad con la lupa si la concentración de organismos sigue siendo demasiado elevada para poder cuantificarlos –habitualmente se pueden emplear los copépodos para decidir esto–. Si veis que hay demasiados organismos y que esto os dificulta el conteo, haced fracciones progresivas de la muestra hasta que se cuenten como mínimo 100 copépodos –es una unidad aproximada, que marca el mínimo que se tendría que contar para tener una muestra representativa–. Para contar la muestra, tenéis que ir desplazándola muy despacio –¡para evitar que los organismos fijados se muevan de lugar y los contéis de nuevo sin querer!–, a fin de observarla entera.

Es interesante tomar fotografías, con la cámara de fotos acoplada a la lupa binocular, de cada una de las muestras, de porciones de las mismas y/o de organismos diferentes que aparezcan en cada muestra. Si fotografiáis los organismos que desconocéis y no sabéis cómo identificarlos, o tenéis dudas al respecto, podéis colgar las fotografías en el foro de la actividad; así los científicos os podrán ayudar a identificar los organismos y resolver las dudas que tengáis sobre vuestras muestras. Todas las fotografías que toméis podrán servir posteriormente para ilustrar el trabajo final, si se considera adecuado, o presentar los resultados de vuestra investigación.

Observaciones: si hay muchos organismos en la muestra, y ya habéis hecho muchas fracciones, podéis marcar la caja de Petri con un rotulador, dividiéndola en cuatro cuadrantes, y contar los organismos de cada tipo que hay en un solo cuadrante. Antes, no obstante, tendréis que mirar que la muestra haya quedado bien repartida entre los cuatro cuadrantes –el contenido de los cuadrantes debe ser similar–. Después multiplicad el número obtenido por cuatro –los cuatro cuadrantes–, y sabréis el número de organismos aproximado que hay en aquella fracción de la muestra. Es una manera sencilla de simplificar el conteo de la muestra.

- 2) Cabe recordar que se han de mantener las proporciones de la muestra: si, por ejemplo, la muestra final es una octava parte del volumen inicial, se tendrá que multiplicar por ocho el número de individuos para obtener su concentración en la muestra inicial.

Observaciones: si tenéis una red con la cual podéis coger más específicamente fitoplancton, podéis preparar la muestra para contar los individuos, agitando suavemente el bote y tomando un volumen de 5 cm³ con una jeringuilla. Si la concentración de organismos es inferior a 500, se tiene que tomar otra fracción de 5 cm³ y añadirla a la anterior antes de realizar el conteo definitivo. Con 10 cm³ suele ser suficiente para tener un buen valor de concentración de organismos del fitoplancton. El cálculo de concentración es el mismo que para el zooplancton.

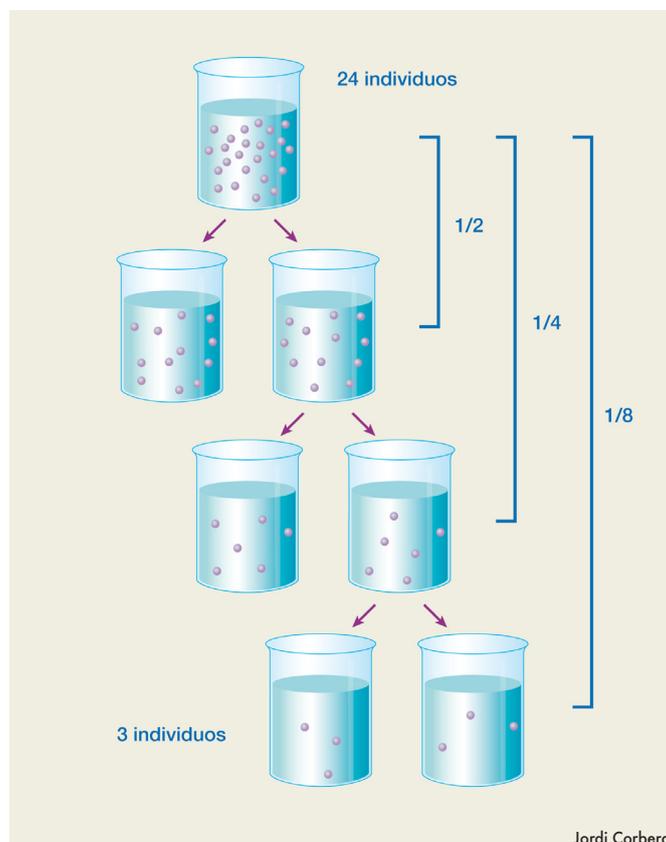


Fig. 14. Representación esquemática de cómo realizar una dilución de una muestra de plancton. Cuando se diluye la muestra, hay que tener en cuenta el factor de dilución para realizar los cálculos correctamente.

- 3) Cuando hayáis acabado de observar y analizar una muestra, limpiad bien todo el material que hayáis usado, con agua dulce, para poder contar la muestra siguiente evitando contaminaciones de una muestra a otra.

Observaciones: no tiréis las muestras hasta que tengáis la actividad o el trabajo casi acabado, como mínimo, ¡por si acaso tuvierais que volver a contar alguna de nuevo! Guardadlas fijadas en alcohol de 70°.

3.3.2. Recogida, procesado y sistematización de los datos obtenidos y elaboración de conclusiones

- 1) Una vez hayáis contado y apuntado en una libreta los organismos totales y/o de cada grupo pertenecientes a una o más muestras, podréis apuntar los datos obtenidos en una tabla de resultados similar o igual a la que os proporcionamos (véase el documento «tabla_resultados_plancton»), similar a la que figura a continuación, en la que se han incluido datos ficticios a modo de ejemplo:

Centro educativo		IES XXX									
Curso		1.º Bachillerato									
Número de alumnos y profesores participantes		8 alumnos, 2 profesores									
Lugar(es) de muestreo		Playa de la Barceloneta y playa de Sitges									
Coordenadas GPS		-									
Número de muestras recogidas		4									
Estación(es) del año muestreada(s)		Otoño y verano									
Duración global de la actividad		Todo el curso escolar									
Muestra	Día	Hora	Profundidad	Luz de malla (µm)	Condiciones ambientales	Estado del mar	Volumen total filtrado (m³)	Número total de organismos en la muestra	Grupos de organismos observados	Número de organismos de cada grupo	Observaciones
Muestra 1	12/08/2011	08:00	Superficie	100	Sol, viento de levante	Un poco rizado	1,04	52068	Diatomeas Dinoflagelados Copépodos Larvas de pez Anfípodos Quetognatos Tunicados Otros crustáceos Huevos Cladóceros	15 052 11 511 13 241 808 619 213 371 429 726 9098	Más pennadas que céntricas Dominaban los del tipo Peridinium Algunos con huevos Parecían todas de la misma especie Casi todos eran dolióidos Había isópodos, misidáceos y trozos de cangrejo. Cuesta identificarlos No sabemos si son de pez o de invertebrado La mayoría se parecen a Evadne

- 2) Calculad el volumen de agua filtrada en cada muestra: el volumen de agua que ha pasado a través de la red de plancton –agua filtrada– se puede aproximar calculando el volumen de un cono imaginario cuya base es la superficie de la anilla metálica de la red de mano, y su altura es la distancia recorrida durante el muestreo.

La fórmula del volumen de un cono es:

$$V = \frac{(\pi r^2 h)}{3}$$

V: volumen del cono imaginario, expresado en m³

r: radio de la base del cono imaginario (radio de la anilla metálica, expresado en metros)

h: altura del cono imaginario (distancia recorrida durante el muestreo, expresada en metros)

Ejemplo: si la anilla metálica mide 20 cm de diámetro (y, por lo tanto, su radio es de 10 cm), y hemos recorrido una distancia de 100 m para recoger la muestra, el volumen filtrado será:

$$V = \frac{(3,14 \cdot 0,1^2 \cdot 100)}{3} = 1,046 \text{ m}^3$$

- 3) Recapitulando, se sabe que el número de individuos de plancton contados en cada muestra (generalmente un bote), es el que ocupa este volumen de agua calculado.

Ejemplo: si en la muestra del ejemplo anterior se cuentan 500 copépodos en la lupa binocular, esto significaría que esta cantidad se encuentra en el volumen calculado de agua (1,046 m³). Para obtener un valor comparable entre muestras diferentes, calcularemos la densidad de organismos en un m³. Para ello, haremos la siguiente división:

$$\begin{aligned} \text{Densidad de copépodos de la muestra de ejemplo} &= \\ &= \frac{500}{1,046} = 478,011 \text{ copépodos/m}^3 \end{aligned}$$

De este modo se obtiene un valor comparable entre muestras diferentes. Podéis realizar este cálculo con el número total de organismos o con el número de organismos de cada grupo que hayáis identificado en la muestra, según lo que queráis estudiar y comparar.

Observaciones: recordad que si habéis cogido réplicas de las muestras, podréis calcular la densidad promedio de organismos de cada muestra –para analizar posteriormente vuestros datos, podréis usar las medias.

- 4) Una vez los datos y cálculos estén recogidos en un solo documento, podéis proceder al análisis de estos datos según los objetivos e hipótesis planteados al inicio de la actividad. Es recomendable que expreséis todos los resultados que podáis de manera gráfica y/o visual, porque facilita parte de su interpretación. Podéis relacionar los resultados obtenidos con los factores ambientales y con los conceptos teóricos adecuados.

- 5) Un buen ejercicio para finalizar la actividad es la elaboración de conclusiones y reflexiones tanto a partir de los resultados obtenidos como de la experiencia misma de la investigación. Es igualmente interesante hacer el ejercicio de comunicar de manera escrita y/u oral los resultados y conclusiones de la búsqueda a otras personas.