

Muestreo de zooplancton neustónico

¹González-Gordillo, J. I.; ¹Sánchez, R.; ²Fernández Puelles, M. L.

¹CACYTMAR, Universidad de Cádiz.

²Instituto Español de Oceanografía, Mallorca

Finalidad. Campo de aplicación

Metodología para obtener muestras de neuston de la fracción mayor de 200 μm , válida tanto para estudios cualitativos como cuantitativos.

Conceptos generales

Se conoce como neuston a la comunidad de organismos planctónicos que vive en la escueta capa de agua que se extiende desde la superficie hasta unos pocos centímetros inmediatamente por debajo de ella. En esta capa, directamente sometida a las condiciones meteorológicas, se producen importantes intercambios atmósfera-océano, además de presentar una composición taxonómica generalmente diferente a la encontrada algunos decímetros más abajo.

Equipamiento necesario. Características técnicas

Red planctónica para neuston. Este equipo básicamente consiste en una red de plancton montada sobre un armazón rígido, al que se le acoplan unos flotadores que hacen que el conjunto navegue por la superficie del mar sin hundirse.

La boca de la red debe ser rectangular para delimitar mejor el estrato que se pretende muestrear. La red deberá estar provista de un flujómetro para cuantificar el volumen muestreado. Este debe colocarse por debajo de la boca de la red y unos 20 cm separado de esta, para que su funciona-



miento no se vea perjudicado por las turbulencias del armazón de la red. Otros equipos, como un pequeño CTD, podrían ser acoplados a la estructura para obtener datos hidrológicos del transecto muestreado. Deberá observarse cual es el área efectiva de entrada de agua por la red, pues no toda la boca de la red queda sumergida en el agua.



Descripción de la técnica

Preliminares

Verificación de grilletes, colectores y estado de la red. Cumplimentar el estadiillo de datos. Elaboración de etiquetas. Puesta en marcha de equipos accesorios que lleve acoplados (CTD, etc.).

Largado del equipo

Las muestras se toman realizando transectos horizontales superficiales. La red debe ser largada por una de las bandas del barco y nunca por la popa, pues la turbulencia de las hélices altera la distribución natural de los organismos que se pretenden muestrear. Por tal razón, la red debería “navegar” por una zona no perturbada por el barco.

Antes de iniciar la maniobra de arriado, el barco debe ponerse a navegar según el rumbo preestablecido y a una velocidad constante de 2 nudos. Es conveniente que el timón esté metido 5° hacia el costado por el que va a trabajar la red, esto hará que el barco mantenga su popa separada de la red y se eviten incidentes.

A continuación se baja la red suavemente por el costado del barco, separada un par de metros del casco y ayudándose de un pequeño cabito que irá preso en una de las cogidas de los tirantes de arrastre. Con este cabito es más fácil orientar la red para que se pose en el agua de forma correcta. Una vez posada en el agua, se larga cable hasta que la red esté casi a la altura de la popa. Dependiendo del estado de la mar puede ser conve-





niente largar más cable para estabilizar la red, pues esta siempre debe trabajar totalmente asentada sobre la superficie del agua.

El diseño de la red debe permitir que la parte superior de la boca de entrada quede siempre fuera del agua, de forma que se evite que los organismos distribuidos superficialmente pasen por encima de la boca de la red y no sean muestreados.

El tiempo de muestreo puede ser de unos 10 min, aumentándose este tiempo si la cantidad de organismos colectados es pequeña.

Recogida de muestras

La limpieza de la red se realiza fácilmente con esta colgada desde el chigre y una manguera a presión de agua de mar (generalmente se usa la manguera contra-incendios del barco), quedando todo el material filtrado concentrado en el colector final.

Conservación de muestras

Todo el material colectado se pasa a un conjunto de jarra-tamiz, compuesto por una jarra de fondo cerrado y otra dentro de la primera con fondo malla de 5000 μm , con la ayuda de un pulverizador y agua de mar filtrada, con la idea de separar organismos grandes del resto, especialmente los gelatinosos. Antes de pasar a conservar el material es importante comprobar si existe material gelatinoso. Organismos como los ctenóforos se deshacen al contacto con el formol y hacen que la muestra sea muy difícil de analizar.

Fracción > 5000 μm :

El contenido de la jarra de 5000 μm se vierte en una bandeja con un poco de agua filtrada, separando los organismos gelatinosos y no gelatinosos. Los organismos no gelatinosos de la fracción > de 5000 μm , se fijan en formol 4% o en etanol absoluto para análisis genético. Ambos tipos de muestras van colocados en un frasco hermético (p.e. de tapón de estrella) de 50 ml. Los organismos gelatinosos podrán procesarse según el protocolo específico para muestras gelatinosas (ver capítulo correspondiente).

Fracción < 5000 μm :

Al contenido de la jarra de fondo cerrado se le añade agua de mar filtrada hasta enrasar entre 600-1000 ml. Con otra jarra similar y transvasando de una jarra a otra repetidas veces se consigue un buen mezclado de la muestra, para posteriormente dividirla en tantas partes iguales como análisis diferentes queramos realizar (taxonomía, genética, isótopos, etc.).

En caso de querer conservar muestras para taxonomía la división correspondiente se pasa a un frasco de 250 ml de tapón de estrella y se le añaden 25 ml de Formaldehído filtrado al 40% saturado con Bórax. Añadir agua de mar hasta aforar a 250 ml (muestra+conservante) para llegar a la proporción del 4% de conservante. Un sistema rápido y seguro para medir el volumen de conservante es utilizar una jeringuilla de boca ancha de unos 50 ml con un filtro desechable.

Para la muestra para fines genéticos la parte de la muestra correspondiente se concentra en un tamiz de 200 μm , dejando que escurra la mayor parte del agua y seguidamente se pasa a un frasco de 50 ml con la ayuda de un frasco lavador relleno de etanol absoluto y un embudo.

Etiquetado

No escribir directamente sobre el frasco, se borra con los conservantes o por el propio manejo. Etiquetar siempre sobre etiquetas adhesivas. Cada etiqueta debe ser cubierta por cinta de precinto transparente suficientemente ancha como para cubrir sobradamente la etiqueta. Verificar los datos de la etiqueta con los datos del muestreo y estadillo.

Recogida de material

Lavar bien la red y colectores con agua dulce después de cada uso. Inspeccionarlas por si existe alguna rotura. Cubrir la red con una loneta o plástico para protegerla de suciedad o posibles quemaduras.

Al final de cada etapa la red debería limpiarse en profundidad introduciéndola una noche en un tanque con agua dulce y un poco de lejía. En caso de estar muy estropeada cambiarla por una nueva.

Estadillo de datos

Hora inicio (UTC), Latitud inicio, Longitud inicio, Fluj. Inicio, Ref Fluj., Estado Mar, Hora fin (UTC), Latitud final, Longitud final, Fluj. Fin, Vel viento (Kn), Estado del cielo, Observaciones, código muestras, Volumen alícuota de cada muestra.

Reactivos u otro material de laboratorio

- Formaldehído al 40 % tamponado con Bórax.
- Etanol absoluto.
- Un juego de jarras-tamiz de 5000 micras.
- Jarra plástico de 2 l.
- Jarra de 1 l graduada.
- Pinzas plástico.
- Jeringuillas de 12 y 60 ml.
- Frasco lavador para etanol.
- Filtros para jeringuillas.
- Bandeja triado.
- Tamiz de 200 micras.
- Embudo para etanol y portaembudos.
- Cronómetro.
- Pulverizador para limpieza del colector de la red.
- Frascos de 250 y 50 ml.
- Material de etiquetado.
- Estadillo.

Calibración

Debe evitarse que sucedan casos de colmatación de la red o de retroceso del agua a filtrar, debidos a una elevada abundancia de organismos filtrados o una rápida velocidad de muestreo. Ambas circunstancias podrían evitarse realizando muestreos preliminares.

Cálculo de los resultados

El cálculo del volumen filtrado se obtendría según la siguiente expresión:

$$Vol. filtrado = A * (Dig_2 - Dig_1) * C$$

siendo, A el área de la boca de la red; Dig₂, la lectura final del flujómetro; Dig₁, la lectura inicial del flujómetro; C, constante suministrada por el fabricante referente al valor (longitud) a que equivale un revolución del flujómetro. No obstante, debe tenerse en cuenta que no toda la boca de la red



queda sumergida por lo que debería restarse en los cálculos el área de la boca que se estima que queda fuera del agua.

Control de calidad

Aunque organismos superiores al centímetro pueden ser recogidos mediante esta técnica, debería cuestionarse su uso para estudios cuantitativos, pues su número podría estar subestimado debido al tamaño de boca de entrada del muestreador y a la alta capacidad de evasión de los organismos superiores a este tamaño.

Otras técnicas similares

Pueden obtenerse muestras de neuston de fracciones más pequeñas del plancton (micro, nano o picoplancton) mediante el uso de botellas horizontales o recogida directa mediante frascos tomamuestras.

