

Caracterización de las concentraciones de clorofila *a* en un gradiente de productividad en aguas canarias.

Trabajo de Fin de Grado

Rebecca Gebbia

Tutorizado por

José Manuel González Hernández y

Jesús M. Arrieta López de Uralde

Grado en Biología

Junio 2021

Índice

RESUMEN	4
ABSTRACT	4
1. INTRODUCCIÓN	6
1.1 Papel ecológico del fitoplancton	6
1.2 La clorofila <i>a</i>	6
1.3 Factores que influyen en la distribución de la clorofila	7
2. OBJETIVOS	10
3. MATERIAL Y MÉTODOS	12
3.1 Muestreo.....	12
3.2 Calibración	12
3.3 Extracción de los filtros	13
3.4 Lectura de la fluorescencia	13
3.5 Cálculo de los resultados	14
4. RESULTADOS	16
4.1 Perfil de la concentración de clorofila <i>a</i>	16
4.2 Recta de calibración	18
4.3 Comparación de los datos	18
4.4 Parámetros físicos	20
5. DISCUSIÓN	24
6. CONCLUSIONES	26
7. BIBLIOGRAFÍA	28

RESUMEN

El fitoplancton de los océanos es el productor primario responsable de casi la mitad de la fijación anual de CO₂ atmosférico. Para evaluar las características tróficas de las aguas y el estado de los ecosistemas, la clorofila *a* se ha utilizado como indicador de la producción primaria, ya que es el principal pigmento fotosintético. Las muestras analizadas en este trabajo fueron tomadas durante una campaña oceanográfica realizada en diciembre de 2020 por el Instituto Español de Oceanografía. El muestreo se llevó a cabo a lo largo de un transecto al norte del archipiélago canario desde el oeste de la isla de La Palma hasta las aguas más productivas cercanas a la costa de Marruecos. Los datos del presente estudio incluyen medidas *in situ* utilizando el fluorímetro de la roseta del barco, medidas de extractos de muestras discretas tomadas *in situ* y analizadas en el laboratorio, y estimas realizadas a partir de datos satelitales. El objetivo del presente trabajo es realizar una comparación entre estos tres métodos. Nuestros resultados indican que, en general, la correspondencia entre los tres métodos es buena, aunque los valores absolutos obtenidos mediante las estimas satelitales y la fluorescencia *in situ* necesitan calibrarse siempre con medidas locales.

ABSTRACT

Phytoplankton in the oceans are the primary producers responsible for almost half of the annual fixation of atmospheric CO₂. To measure the trophic characteristics of the waters and the state of the ecosystems, chlorophyll *a* has been used as an indicator of primary production, as it is the main photosynthetic pigment. The samples analyzed in this work were taken during an oceanographic campaign in December 2020 conducted by the Spanish Institute of Oceanography along a transect covering the north of the Canary archipelago from a station situated northwest of the island of La Palma to the very productive waters close to the Moroccan coast. The data presented in this study included *in situ* measurements of fluorescence taken from the sensors of CTD-rosette assembly, measurements of discrete water samples taken *in situ* and analyzed in the laboratory and satellital estimates derived from ocean color data. The main goal was to compare these three methods. In general, the correspondence between the tree methods was high although *in situ* fluorometric measurements and satellital estimates need to be always calibrated using discrete measurements of local samples.

1. Introducción

1. INTRODUCCIÓN

1.1 Papel ecológico del fitoplancton

En los océanos casi toda la producción primaria es debida al fitoplancton, seres vivos que viven flotando en la columna de agua. Su distribución queda restringido a la capa más superficial del agua, dadas las condiciones que requiere de presencia de luz para poder realizar la fotosíntesis, y en los mares y océanos de todo el planeta. El fitoplancton es fundamental en el mantenimiento de la concentración de oxígeno en el océano y en la atmósfera. De hecho, realiza más del 95% de la fotosíntesis en el océano, lo que supone casi la mitad de toda la producción primaria (PP) del mundo aun siendo solo el 1% de la biomasa terrestre. Desempeña también un importante papel en los ciclos del nitrógeno, del azufre y otros elementos.

Los organismos fotosintéticos y en menor medida los quimiosintéticos tienen la capacidad de generar compuestos orgánicos de alta energía, como carbohidratos, a partir de compuestos inorgánicos más sencillos, H_2O y CO_2 , a través de una fuente luminosa o la oxidación de sustancias químicas. Estos organismos ocupan en nivel trófico básico de un ecosistema. La PP representa la velocidad con la que el carbono inorgánico se transforma en biomasa por medio de la fotosíntesis. También indica una variación de la biomasa por unidad de espacio y de tiempo. Puede expresarse en g de carbono/ m^2 día o gr/m^2 año o toneladas/hectáreas año.

1.2 La clorofila *a*

En los medios acuáticos, la medida de la clorofila *a* se utiliza como indicador de la biomasa fitoplanctónica, ya que representa el pigmento indispensable para el proceso de fotosíntesis de todos los organismos autótrofos.

La clorofila en el fitoplancton constituye el 1-2% de peso seco de su biomasa, de tal manera que la cantidad de clorofila en el agua es un buen indicador de la abundancia de fitoplancton. Indudablemente, la manera más habitual de medir la biomasa del fitoplancton es por medio de la concentración de clorofila en el agua, la cual se puede medir por extracción química a partir del agua. Sin embargo, este método es muy laborioso y resulta relativamente caro para aplicarlo a gran número de muestras y obtener una buena resolución espacial. En su lugar, generalmente se utilizan medidas in situ de fluorescencia para aproximar la cantidad de clorofila o incluso imágenes de satélite. Los satélites permiten calcular la distribución de clorofila a gran escala con frecuencia casi diaria,

mientras que las medidas in situ obtenidas desde barcos aportan información puntual limitada en el tiempo y en el espacio.

Los satélites recogen datos de concentraciones de clorofila de los primeros metros de profundidad. El principio en el que se basa la detección de satélites es la medida de las radiaciones electromagnéticas emitidas o reflejadas por la superficie terrestre. El estudio se centra sólo en las emitidas por el sol y que no son absorbidas por las sustancias del agua de la Tierra. Sin embargo, la medida de la cantidad de clorofila de esta manera también tiene sus inconvenientes. Así, la radiación durante su viaje Tierra-satélite encuentra diferentes interferencias de sustancias químicas y polvo en la atmósfera además cantidades variables de nubosidad. De hecho, sólo un 10 % de la luz detectada proviene directamente de la superficie de los océanos; el resto proviene de interacciones y dispersión en la atmósfera misma. El resultado es un mapa del color del mar a partir del cual se estima la concentración de clorofila por medio de un algoritmo.

1.3 Factores que influyen en la distribución de la clorofila

Los factores responsables de las variaciones temporales y espaciales del plancton se denominan factores críticos. Entre ellos los que más influyen son el movimiento del agua, responsable del transporte de nutrientes, y la luz. La profundidad a la que llega la radiación solar incidente en la superficie corresponde a la zona fótica o eufótica. Ya sabemos que la penetración de la luz en el agua disminuye exponencialmente con la profundidad, lo que determina una zonificación de los organismos marinos.

Para describir cómo influye la luz en la PP, podemos examinar la curva fotosíntesis-luz. Esta curva tiene una tendencia que no es lineal, con valores iniciales que aumentan hasta alcanzar una meseta, a la que corresponde un valor denominado Intensidad de saturación. A partir de este punto, para nuevos aumentos de la intensidad se observa una disminución más o menos pronunciada de la actividad fotosintética, que se manifiesta por alteraciones fisiológicas en los cloroplastos de las células vegetales. Este efecto se denomina fotoinhibición. El patrón de concentración de la clorofila en función de la profundidad en los océanos normalmente muestra un máximo profundo (*Deep Chlorophyll Maximum*, DCM), la región de la columna de agua donde se encuentra la concentración máxima de clorofila. Este máximo es bastante estable en las aguas oligotróficas subtropicales mientras que en latitudes más elevadas muestra una marcada tendencia estacional. Estudios de este tipo aportan información relevante sobre las condiciones de nuestras aguas como

la abundancia o escasez de nutrientes, los efectos de las corrientes y vientos y sirven para estimar la PP fitoplanctónica que a su vez forma la base de las redes tróficas marinas y condiciona el funcionamiento de todo el ecosistema.

2. Objetivos

2. OBJETIVOS

El objetivo principal del estudio es verificar la correspondencia entre la concentración real de clorofila medida en el laboratorio y las estimas basadas en fluorescencia en tiempo real obtenidas en buques oceanográficos y las estimas satelitales.

3. Material y métodos

3. MATERIAL Y MÉTODOS

3.1 Muestreo

El Centro Oceanográfico de Canarias perteneciente al Instituto Español de Oceanografía llevó a cabo una campaña oceanográfica en el mes de diciembre 2020 con el fin, entre otros, de recoger datos sobre la concentración de la clorofila *a* en diferentes profundidades de la columna de agua. Para la determinación de clorofila *a* se utiliza un protocolo de análisis el cual comienza con la filtración de muestras de agua a obtenidas mediante una roseta formada por 12 botellas de tipo Niskin. Cada botella tiene un volumen de 10L y todas se agrupan alrededor de un cilindro en el centro del conjunto. La roseta está equipada con un sensor de tipo CTD (*conductivity, temperature and depth*), al que se añadieron sensores de clorofila (fluorescencia) y concentración de O₂ disuelto. El aparato cuelga de un cable de acero que contiene cables para la transmisión de datos en tiempo real durante las maniobras de su descenso y ascenso. El fluorímetro de la roseta transmite las medidas de fluorescencia constantemente, haciendo así un perfil de toda la columna en tiempo real. De este modo, al llegar al fondo, se examinan los datos del CTD y se eligen las profundidades relevantes para tomar las muestras de agua.

Los datos del fluorímetro del CTD vienen calibrados en µg/L de clorofila con una calibración estándar de fábrica que a menudo no se corresponde con las concentraciones locales. Por este motivo, se tomaron muestras de agua en el DCM y en superficie aproximadamente a 5 m de profundidad. Se filtraron aproximadamente 500ml de cada muestra a través de filtros de fibra de vidrio Whatman GF/F de 25 mm de diámetro. Después se anotaron los volúmenes exactos de agua filtrada para cada muestra y se congelaron los filtros a -20°C hasta su análisis en el laboratorio.

3.2 Calibración

Antes de empezar a trabajar con las muestras es necesario hacer una calibración del fluorímetro con un estándar de clorofila *a* pura. En el caso de este estudio se utilizaron muestras de clorofila de espinacas purificada (Sigma C5753-1mg), disolviendo la totalidad del patrón (aproximadamente 1mg) en una solución de 1000 ml de acetona 90%.

Con el espectrofotómetro se hace una medida de la absorbancia a 750 nm para corregir la turbidez y otra medida a 664 nm que es el dónde la clorofila tiene su pico máximo de absorbancia, utilizando como referencia una cubeta que contiene solo acetona y como muestra la solución patrón de aproximadamente 1mg/L preparada en el paso anterior. La fórmula que se utiliza es:

$$\text{Color } a \text{ (mg l}^{-1}\text{)} = (A_{\text{ma}} - A_{750}) / (E * C) * (1000\text{mg/l g)}$$

Donde:

A_{\max} es la absorbancia en el máximo de absorción (664nm).

A_{750} es la absorbancia a 750 nm que se utiliza para corregir la turbidez.

E es el coeficiente de extinción de Clor *a* en acetona 90% a 664 nm, su valor es igual a 87,67 l / g cm.

C es la longitud del camino óptico de la cubeta. En este caso es igual a 1 cm.

Estos cálculos nos permitieron establecer la concentración real de la clorofila en nuestro patrón en 1,26 mg l⁻¹. A partir de este patrón preparamos una serie de diluciones que nos permitieron calibrar el fluorímetro mediante una recta de calibración (figura 4).

3.3 Extracción de los filtros

Los filtros conteniendo se colocaron en tubos con 5 ml de la solución de acetona al 90% cuidando de que el filtro esté completamente sumergido en la acetona. Los tubos se colocaron en congelador en oscuridad durante 24 horas.

3.4 Lectura de la fluorescencia

El método se basa en que la clorofila *a* emite fluorescencia roja cuando es excitada por luz azul, así que el fluorímetro excita las muestras con luz azul y la resultante fluorescencia en la longitud del rojo será medida a través de un fotomultiplicador. Los tubos se dejaron a temperatura ambiente por una hora, siempre trabajando en un ambiente en oscuridad. Después se centrifugaron a 2500 rpm durante 15 minutos y el sobrenadante se transfirió a tubos de vidrio para medir la fluorescencia con la máxima sensibilidad del instrumento(x31,6).

Las muestras se acidificaron con 2-3 gotas de HCl antes de medir de nuevo.

La acidificación se hace porque los productos de degradación de la clorofila como las feofitinas y otros feopigmentos pueden contribuir sustancialmente a la fluorescencia medida, por lo que pueda producirse una sobreestimación de la cantidad de fluorescencia. Por lo tanto, para evitarlo, la muestra se acidifica para convertir la clorofila en los respectivos feopigmentos y corregir el resultado. El fluorímetro que se utilizó es el modelo 10-005R (Turner instruments) (figura 1).

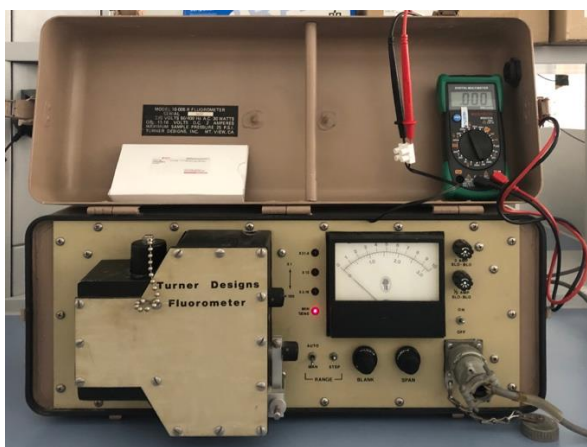


Figura 1. Fluorímetro modelo 10-005R de Turner Designs.

3.5 *Calculo de los resultados*

Para calcular las concentraciones de clorofila *a* se utiliza la siguiente fórmula (2):

$$\text{Chl } (\mu\text{g/l}) = (F_m / F_m - 1) \times (F_0 - F_a) \times K_x \times (\text{vol}_{\text{ex}} / \text{vol}_{\text{filt}})$$

Donde:

F_m = coeficiente de acidificación de la clorofila *a* pura, normalmente es 2,2.

F_0 = fluorescencia antes de la acidificación.

F_a = fluorescencia después de la acidificación.

K_x = factor de calibración, obtenido a partir de la recta de calibración obtenida con la clorofila pura.

vol_{ex} = volumen de extracción (5 ml).

vol_{filt} = volumen filtrado de las muestras originales (500 ml).

4. Resultados

4. RESULTADOS

Los datos utilizados son los de la campaña "RAPROCAN", realizada en diciembre de 2020 en el norte del archipiélago canario hasta la costa de Marruecos. Esta campaña se realiza normalmente dos veces al año, en primavera y en invierno.

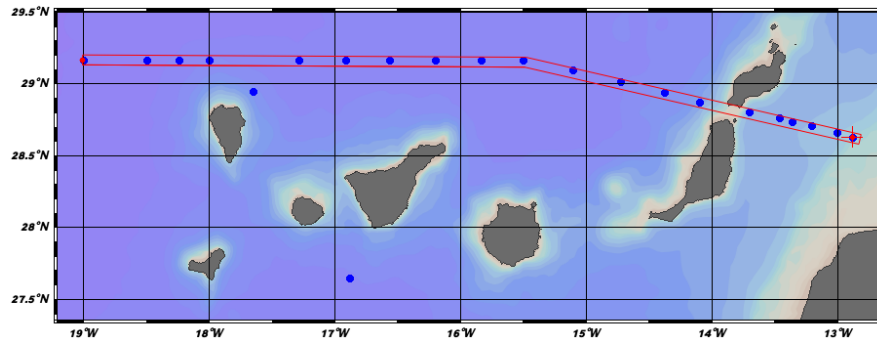


Figura 2. Sección del estudio. Los puntos muestran el transecto de muestreo al norte de Canarias y entre Fuerteventura y Lanzarote

4.1 Perfil de la concentración de clorofila a

Se utilizaron 27 puntos de muestreo para realizar el análisis (figura 2). Para cada estación se realizó un sondeo en los primeros 5-6 metros y un segundo a mayor profundidad, donde se espera el DCM, entre 60 y 100 metros, para un total de 13 estaciones (con la estación número 6 se realizaron tres sondeos).

El procesamiento de los datos se realizó con Ocean Data View (ODV), un software para el análisis y la visualización de conjuntos de datos oceanográficos y meteorológicos. Los resultados se muestran en la figura 3.

El intento es ver si los datos sacados respetan en toda la columna el perfil de concentración que suele tener generalmente la clorofila.

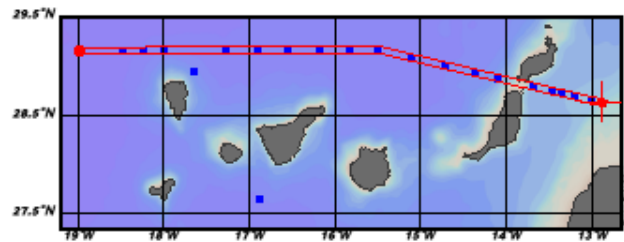
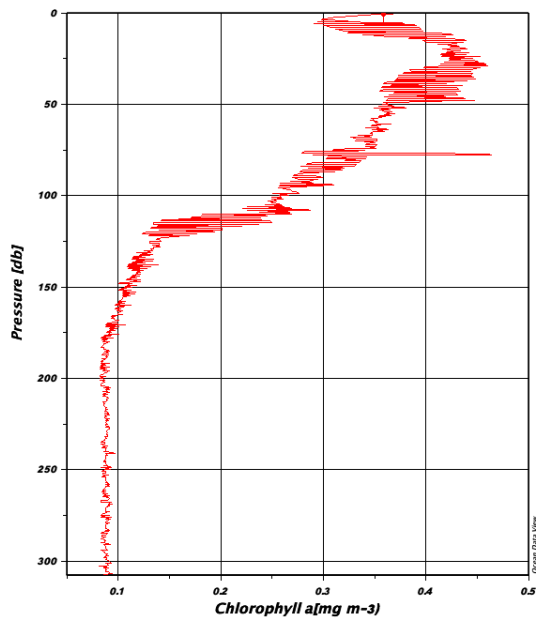
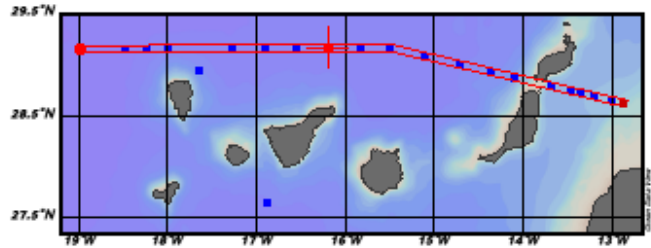
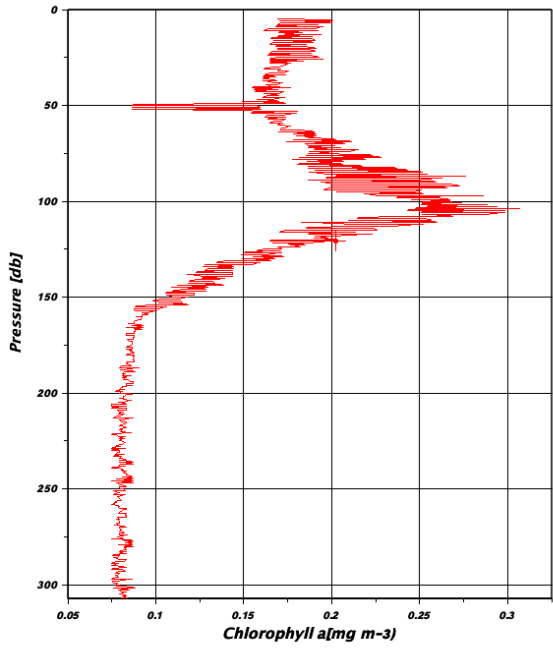


Figura 3. (a) Perfil de la distribución vertical de la concentración de clorofila en los primeros 300 metros de profundidad. Al lado se destaca el punto geográfico al cual corresponden los datos de la gráfica. En las otras estaciones oceánicas la tendencia era similar.

(b) Perfil de la distribución de la concentración de clorofila en los primeros 300 metros de profundidad en una zona de afloramiento. Al lado se destaca el punto geográfico al cual corresponden los datos de la gráfica.

4.2 Recta de calibración

Los resultados obtenidos de la fórmula de la calibración (fórmula 1) dan el valor de 1,26 mg/l de clorofila. Este valor se diluyó por cinco veces, y cada dilución se ha triplicado, de manera que se obtuvieron tres tubos por cada una de las cinco diluciones. Después se midió la fluorescencia de cada uno de los quince tubos y con los valores resultantes se realizó la recta de calibración (figura 4). Este trabajo se hizo para obtener valores de concentraciones de clorofila *a* mas pequeños para aproximarnos a las fluorescencias reales de las muestras en el mar, ya que está en condiciones más diluidas de las del laboratorio. Así se describe la relación entre las fluorescencias medidas con la sensibilidad máxima del fluorímetro, x31.6, frente a las concentraciones diluidas. La recta resultante se muestra en la figura 4. La pendiente nos sirve para hacer el cálculo de la concentración de clorofila (fórmula 2), en particular es la componente K_x .

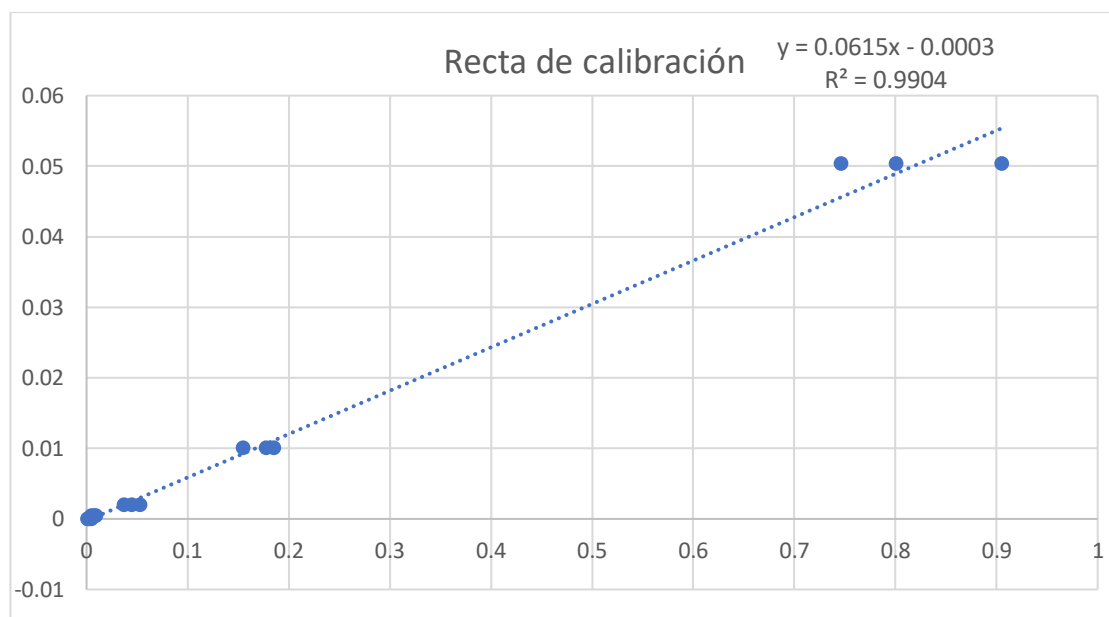


Figura 4. Recta de calibración

4.3 Comparación de los datos

Datos medidos en laboratorio

Aplicando la fórmula (2) a los datos de fluorescencia de las muestras antes y después de la acidificación se obtuvieron resultados en un rango de valores entre 0,076 $\mu\text{g/L}$ y 0,308 $\mu\text{g/L}$.

Datos medidos de la roseta

Los datos medidos por el fluorímetro del CTD durante la subida de la roseta, en el momento del cierre de las botellas, están en un rango de valores entre 0,105 $\mu\text{g/L}$ y 0,415 $\mu\text{g/L}$. Por otra parte los datos

medidos por el fluorímetro del CTD durante la bajada de la roseta están en un rango entre 0,076 $\mu\text{g/L}$ y 0,355 $\mu\text{g/L}$.

La media de estos datos se encuentra en un rango entre 0,090 $\mu\text{g/L}$ y 0,385 $\mu\text{g/L}$. El fluorímetro hace dos detecciones del perfil para obtener una estima de datos más precisa. En condiciones reales puede ocurrir que haya pequeñas diferencias entre los datos obtenidos durante la bajada y la subida del muestreador, debidas a diferentes factores.

Datos del satélite

Los datos del satélite oscilan en un rango entre 0,089 $\mu\text{g/L}$ y 0,184 $\mu\text{g/L}$.

Dado que el satélite solo mide los primeros metros de la columna de agua, para la comparación se seleccionan solamente los datos de los primeros cinco metros de profundidad. Los datos del satélite se sacaron desde el repositorio público del Programa Copernicus (<https://resources.marine.copernicus.eu/>). Este programa de observación ofrece servicios de información basados en la observación de la Tierra por satélite. La resolución espacial es de 4 km. Los productos (diarios, mensuales y climatológicos) se basan en la fusión de los sensores SeaWiFS, MODIS, MERIS, VIIRS-SNPP&JPSS1, OLCI-S3A&S3B. En el caso de OLCI-S3A, los productos también se entregan como un solo sensor.

La figura 5 muestra la comparación de las medidas con los diferentes métodos. La correspondencia es buena para la mayor parte de la gráfica, salvo algunos puntos de divergencia debidos probablemente a problemas electrónicos del fluorímetro del barco.

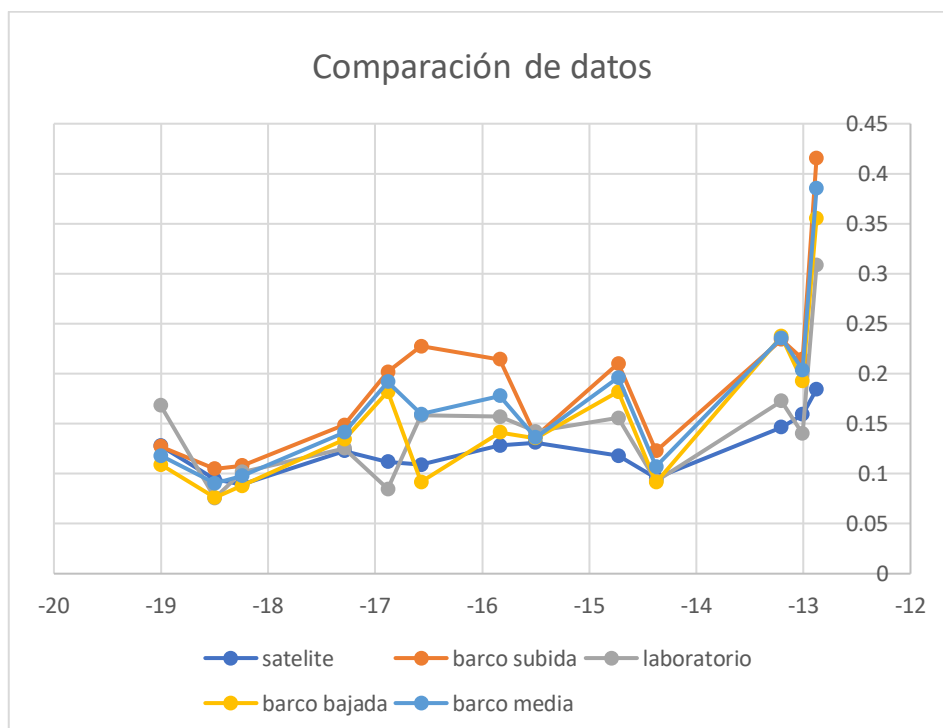


Figura 5. Gráfico de la comparación de los datos del satélite con los del laboratorio y los datos originales del CTD-roseta del barco tomados durante la campaña. Se representan los valores de fluorescencia frente a las coordenadas de longitudes de la sección del campo de estudio.

Además, al realizar un análisis para ver la relación entre los datos del CTD y los de laboratorio, como ambas variables tienen un error de medida, se realizó un análisis de regresión tipo II (análisis de Deming) gracias a la cual se vio que la pendiente de la recta, con un valor de 0,5863, tiene una desviación significativa de cero.

4.4 Parámetros físicos

Adicionalmente, siempre con ODV, fue posible obtener una observación general de parámetros de concentración de clorofila (figuras 6 y 7), temperatura (figuras 8 y 9), salinidad (figuras 10 y 11) en la columna de agua de la sección de estudio, obteniendo también una panorámica de la batimetría de la zona. Así se comprueba que la distribución de clorofila podría estar afectada también por estos parámetros físicos. Por cada parámetro se hizo una observación general de todo el perfil y un enfoque en los primeros 200 m, profundidad por debajo de la cual no hay más clorofila detectable.

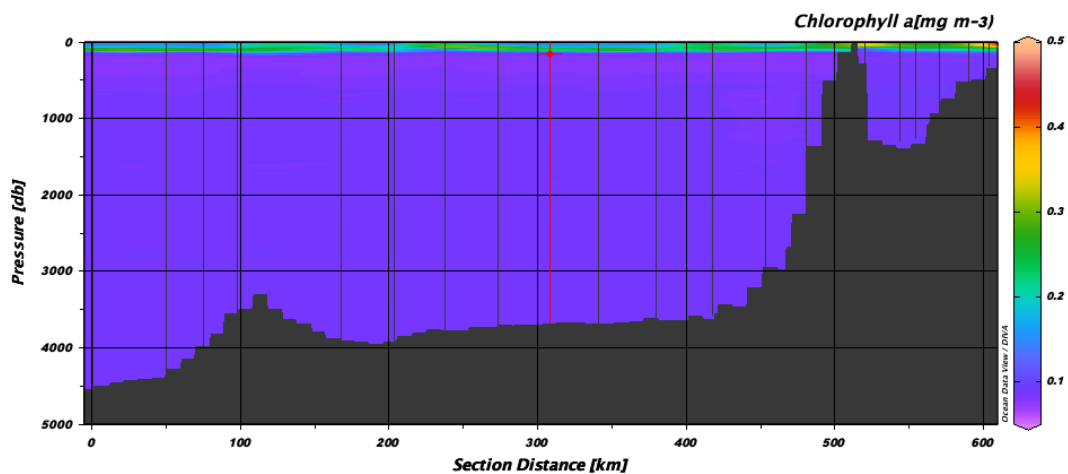


Figura 6. Distribución de la clorofila *a* (mg/m³) desde la superficie hasta el fondo. Datos del CTD-roseta del barco recalibrados a partir de las muestras discretas.

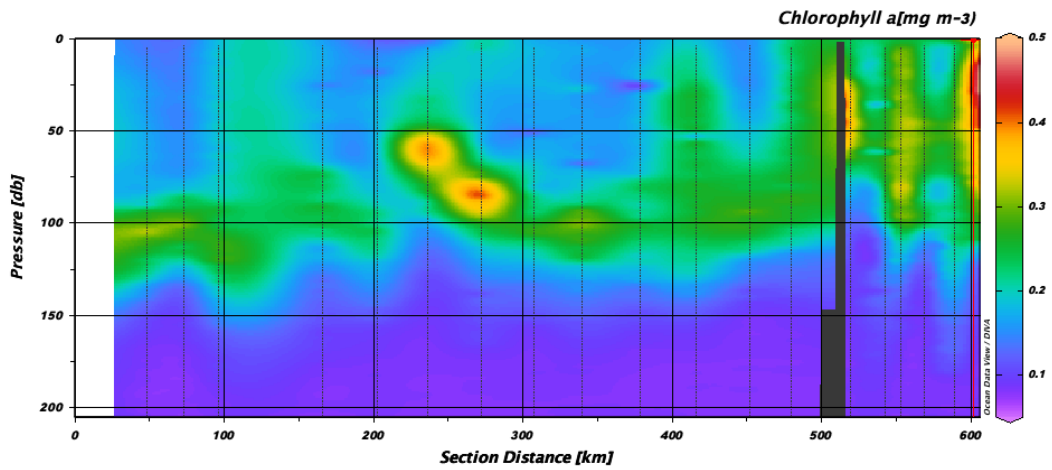


Figura 7. Distribución de la clorofila *a* (mg/m³) en los primeros 200 metros de profundidad. Datos del CTD-roseta del barco recalibrados a partir de las muestras discretas.

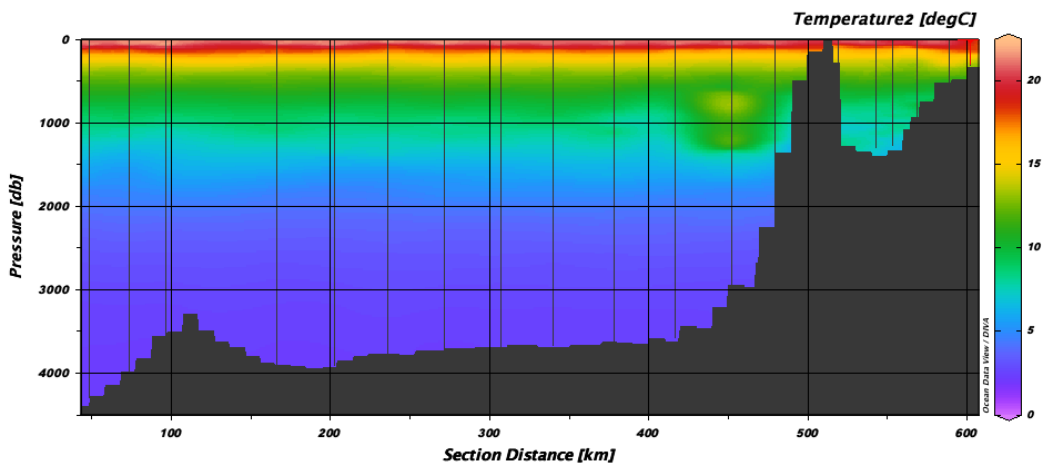


Figura 8. Variación de la temperatura (°C) desde la superficie hasta el fondo.

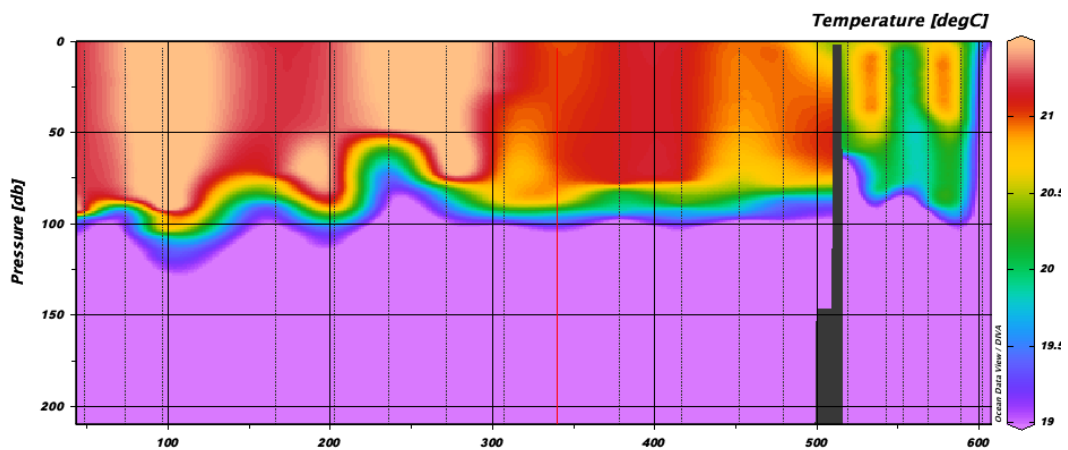


Figura 9. Variación de la temperatura (°C) en los primeros 200 metros de profundidad.

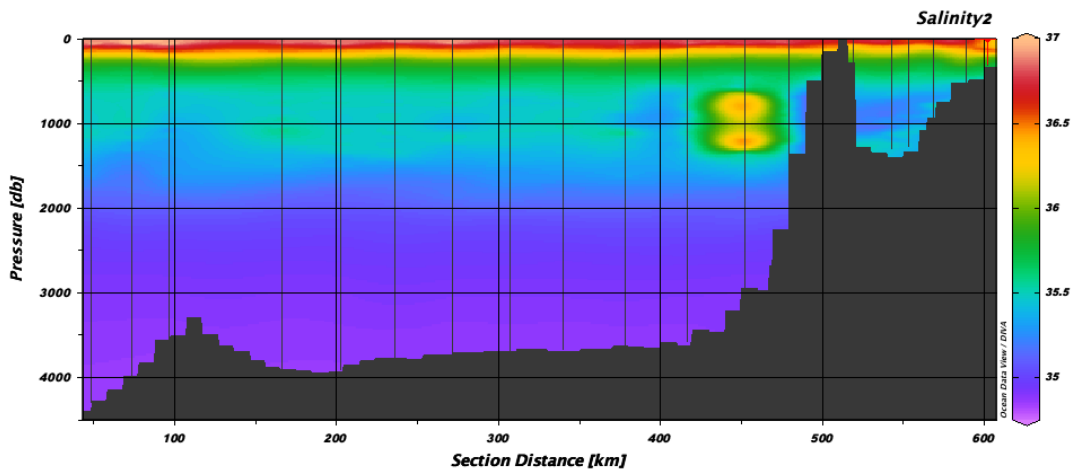


Figura 10. Variación de la salinidad desde la superficie hasta el fondo

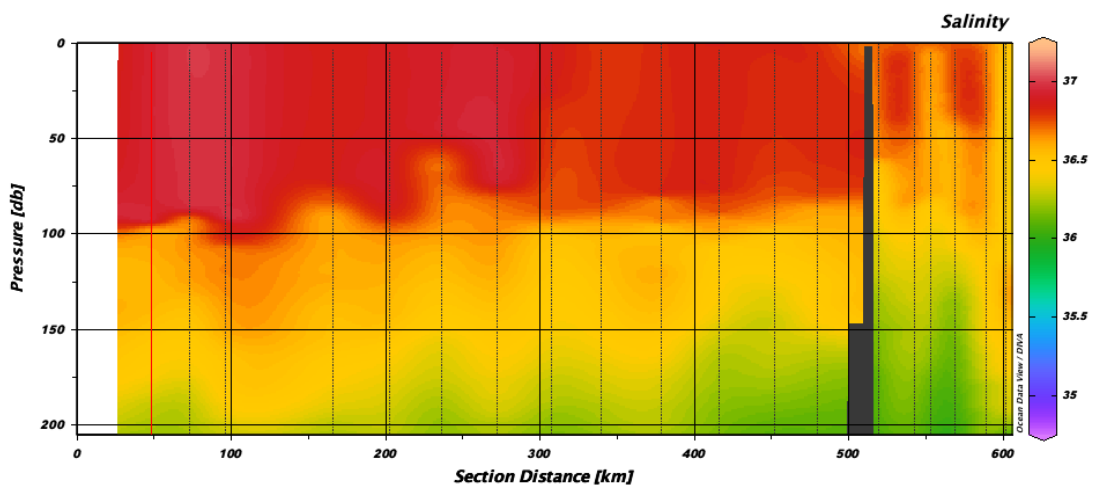


Figura 11. Variación de la salinidad en los primeros 200 metros de profundidad.

5. Discusión

5. DISCUSIÓN

Gracias al análisis con ODV respecto a la distribución vertical de la clorofila a lo largo de la columna de agua (figura 3 *a* y *b*) se confirma que la concentración sigue el perfil que se espera para la columna de agua. Se destaca bien el DCM alrededor de los 100 metros y a menores profundidades en la zona de afloramiento.

Tras la comparación entre los datos analizados, se confirma la correspondencia entre ellos para la mayor parte del gráfico (figura 5). Se puede observar que el satélite mantiene una tendencia en la media. Está subestimando los datos tomados respecto a los recogidos directamente del CTD. Claramente porque no puede garantizar la misma exactitud de un análisis hecho *in situ*, aunque sí presenta una visión más general de los datos. Por otro lado, en cuanto a los datos tomados del CTD y los análisis realizados en el laboratorio, la correspondencia para la mayor parte de la gráfica es elevada. Las concentraciones de clorofila van aumentando linealmente a medida que se avanza hacia longitudes más bajas (y por tanto hacia la zona de afloramiento). Aunque la tendencia general es similar, las variaciones son menores, esto puede ser debido al hecho de que el dato satelital representa una gran superficie de 4x4 kilómetros y a al efecto de suavizado del algoritmo. En cualquier caso, los valores son muy inferiores, casi la mitad de los medidos en las muestras discretas, por lo que es necesario recalibrar estas imágenes localmente para realizar determinados análisis. Por otro lado, los valores de concentración de clorofila estimados con la calibración de fábrica del fluorímetro del barco tienden a sobreestimar la concentración de clorofila cuando se comparan con los valores reales medidos en el laboratorio a partir de muestras discretas. El grado de variación de las medidas *in situ* con respecto a la medida real es altamente variable, probablemente debido a diferencias en las especies de fitoplancton presentes y a variaciones en su estado fisiológico que pueden hacer variar la concentración relativa de otros pigmentos fluorescentes que serían medidos por el fluorímetro *in situ*, pero no en las muestras discretas.

La figura (6) muestra que la distribución de la clorofila se limita a la capa superficial, como era de esperar. Es allí que el fitoplancton se acumula para captar las radiaciones solares y realizar la fotosíntesis. Generalmente, en aguas oligotróficas, la luz no llega más allá de los 200 metros. Por lo tanto, si se hace un enfoque en este rango de profundidad el resultado se muestra en la figura (7). Se ve claramente que la mayor parte de la clorofila se concentra en el DCM alrededor de los 100 metros como cabría esperar para esta zona. Además, en el extremo derecho se ve el efecto del afloramiento. Este incremento de nutrientes en las capas superficiales hace que todo el fitoplancton se concentre allí, más arriba de lo normal, y forma una capa así densa que la turbidez no permite que

los rayos del sol lleguen a tanta profundidad. En las figuras (8) y (9) se muestra que la temperatura del agua del océano está determinada básicamente por los rayos del sol que llegan y la calientan, y en la zona de afloramiento su temperatura es determinada de la subida de la masa de agua fría. Cuando el agua de mar se evapora las sales se concentran en superficie. Como consecuencia la salinidad es mayor en la capa más superficial, tal como muestran las figuras (10) y (11). La salinidad se mide a partir de la conductividad, debido a que los iones son buenos conductores eléctricos, y por lo tanto la conductividad refleja la concentración de sales disueltos (lo que es la salinidad).

6. Conclusiones

6. CONCLUSIONES

1. Los datos procesados a través del ODV muestran que la distribución de la clorofila (y por tanto del fitoplancton) está restringida a la zona eufótica de la columna de agua, donde se dan las condiciones adecuadas de temperatura, nutrientes y salinidad para garantizar el desarrollo de la fotosíntesis y por tanto para llevar a cabo la producción primaria.
2. Por lo general, se confirma la buena correspondencia entre los datos detectados en tiempo real por el fluorímetro de la roseta y los datos satelitales con los valores reales medidos en muestras discretas. A pesar de esta buena correlación, los valores absolutos de clorofila estimados por medidas *in situ* de fluorescencia para esta zona normalmente sobreestiman las concentraciones de clorofila, mientras que los datos satelitales tienden a subestimar la concentración real de clorofila.
3. Estas diferencias pueden calibrarse y compensarse a partir de las medidas discretas. Es por esto que se necesita disponer de medidas locales de muestras discretas para asegurar la correcta cuantificación de la clorofila *a* gran escala a partir de medidas de fluorescencia *in situ* como las obtenidas a bordo de barcos o por boyas Argo. Del mismo modo, las medidas satelitales necesitan calibrarse con medidas discretas locales.

CONCLUSIONS

1. The data processed through the ODV show that the distribution of chlorophyll (and therefore phytoplankton) is restricted to the euphotic zone of the water column, where the right conditions of temperature, nutrients and salinity guarantee the development of photosynthesis and therefore to carry out what is the PP of the global ecosystem.
2. In general, there is a good agreement between the real time fluorescence data measured by the CTC-rosette, the satellite estimates and the actual chlorophyll *a* concentrations measured in the laboratory. Yet, *in situ* fluorescence data tend to overestimate the actual chlorophyll *a* concentrations while satellite estimates tend to underestimate them.
3. These differences can be calibrated and compensated using discrete measurements. This is why we need local measurements of discrete samples in order to ensure the adequate quantitation of chlorophyll *a* at a large scale based on *in situ* fluorescence measurements such as those provided by shipboard measurements or Argo floats. In the same fashion, satellite estimates need to be calibrated by *in situ* discrete measurements.

7. Bibliografía

7. BIBLIOGRAFÍA

(s.f.).

- Alvarez, & Salgado. (2012). Determinación fluorimétrica de la concentración de clorofila a. En *Expedición de circunnavegación Malaspina 2010- cambio global y exploración de la biodiversidad del océano* (págs. 399-405).
- Aminot, & Rey. (2000). Standard procedure for the determination of chlorophyll a by spectroscopic methods. En *ICES Techniques in Marine Environmental Sciences*.
- Andersen, Bidigare, Keller, & Latasa. (1996). A comparison of HPLC pigment signatures and electron microscopic observations for oligotrophic waters of the North Atlantic and Pacific Oceans. En *Deep Sea Research Part II: Topical Studies in Oceanography* (Vol. 43, págs. 517-537).
- Castro, & Huber. (2007). *Biología marina*.
- Copernicus Marine Service. (s.f.). Obtenido de Copernicus Marine Service:
https://resources.marine.copernicus.eu/?option=com_csw&view=details&product_id=OCEANCOLOUR_ATL_CHL_L4_NRT_OBSERVATIONS_009_037
- Cullen. (1982). The Deep Chlorophyll Maximum: Comparing Vertical Profiles of Chlorophyll a. En *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences* (Vol. 39, págs. 791-803).
- E.D.Barton, J.Aristegui, P.Tett, M.Cantón, & García-Braune. (1998). The transition zone of the Canary Current upwelling region. En *Progress in Oceanography* (Vol. 41, págs. 455-504).
- Falkowski. (2002). En *The ocean's invisible forest* (págs. 54-61).
- Falkowski. (2002). The ocean's invisible forest. En *Scientific American* (Vol. 287, págs. 54-61).
- Fennel, & Boss. (2003). Subsurface maxima of phytoplankton and chlorophyll: steady-state solutions from a simple model. En *Limnology and Oceanography* (Vol. 48, págs. 1521-1534).
- Herbland, Bouteiller, L., & Raimbault. (1985). Size structure of phytoplankton biomass in the equatorial Atlantic Ocean. *Deep Sea Research*.
- Holm-Hansen, O., & Riemann, B. (1978). Chlorophyll a Determination: Improvements in Methodology . En *Oikos*.
- Holm-Hansen, O., Lorenzen, C. J., Holmes, R. W., & Strickland, J. D. (1965). Fluorometric Determination of Chlorophyll. En *ICES Journal of Marine Science* (Vol. 30, págs. 3-15).
- Jeffrey, & Humphrey. (1975). New spectrophotometric equations for determining chlorophylls a, b, c1 and c2 in higher plants, algae and natural phytoplankton. En *Biochimie und Physiologie der Pflanzen* (Vol. 167, págs. 191-194).
- Jeffrey, Mantoura, & Wright. (1997). *Phytoplankton pigments in oceanography: guidelines to modern methods*.
- Klausmeier, & Litchman. (2001). The vertical distribution of phytoplankton in poorly mixed water columns. En *Limnology and Oceanography* (Vol. 46, págs. 1998-2007).
- Knap, A. H., Michaels, A., Close, A., Ducklow, H., & Dickson, A. (1994). Measurement of Chlorophyll a and Phaeopigments by Fluorometric Analysis. En *Protocols for the Joint Global Ocean Flux Study (JGOFS) core measurements*.
- Kulk, Vries, d., Poll, V. d., Visser, & Buma. (2012). Temperature-dependent growth and photophysiology of prokaryotic and eukaryotic oceanic picophytoplankton. En *Marine Ecology Progress Series* (Vol. 466, págs. 43-55).
- Latasa. (2014). A simple method to increase sensitivity for RP-HPLC phytoplankton pigment analysis. En *Limnology and Oceanography Methods* (Vol. 12, págs. 46-53).
- Latasa, M., Cabello, A. M., Morán, X. A., Massana, R., & Scharek, R. (2016). Distribution of phytoplankton groups within the deep chlorophyll maximum. En *Limnology and Oceanography* (Vol. 62, págs. 665-685).
- Mantoura, & Llewellyn. (1983). The rapid determination of algal chlorophyll and carotenoid pigments and their breakdown products in natural waters by reverse-phase high performance chromatography. En *Analytica Chimica Acta* (Vol. 151, págs. 297-314).

- Mignot, Claustre, Uitz, Poteau, D'Ortenzio, & Xing. (2014). Understanding the seasonal dynamics of phytoplankton biomass and the deep chlorophyll maximum in oligotrophic environments: A Bio-Argo float investigation. En *Global biogeochemical cycles* (Vol. 28, págs. 856-876).
- Moeller, H. V., Laufkötter, C., Sweeney, E. M., & Johnson, M. D. (2019). Light-dependent grazing can drive formation and deepening of deep chlorophyll maxima . *nature communications*.
- Roy, Liewellyn, Egeland, & Johnsen. (2011). *Phytoplankton Pigments: Characterization, Chemotaxonomy and Applications in Oceanography*.
- Sangrà. (2015). Canary Islands eddies and coastal upwelling filaments off North-west Africa. En *Oceanographic and biological features in the Canary Current Large Marine Ecosystem*. (págs. 105-114).
- Socal, G., Buttino, I., Cabrini, M., Mangoni⁴, O., Penna, A., & Totti, C. (2010). *Metodologie di studio del plancton marino*.
- Strathmann. (1967). Estimating the organic carbon content of phytoplankton from cell volume or plasma volume. En *Limnology and Oceanography* (Vol. 12, págs. 411-418).
- Uitz, Claustre, Morel, & Hooker. (2006). Vertical distribution of phytoplankton communities in open ocean: an assessment based on surface chlorophyll. En *Journal of geophysical research* (Vol. 111).
- Veldhuis, & Kraay. (1990). Vertical distribution and pigment composition of a picoplanktonic prochlorophyte in the subtropical North Atlantic: a combined study of HPLC- analysis of pigments and flow cytometr. En *MARINE ECOLOGY PROGRESS SERIES* (Vol. 68, págs. 121-127).
- Verity, Robertson, Tronzo, Andrews, Nelson, & Sieracki. (1992). Relationships between cell volume and the carbon and nitrogen content of marine photosynthetic nanoplankton. En *Limnology and Oceanography* (Vol. 37, págs. 1434-1446).
- Welschmeyer, N. A. (1994). Fluorometric analysis of chlorophyll a in the presence of chlorophyll b and pheopigments. En *Limnology and Oceanography*.
- Weston, Fernand, Mills, Delahunty, & Brown. (2005). Primary production in the deep chlorophyll maximum of the central North Sea. En *Journal of Plankton Research* (Vol. 27, págs. 909-922).
- Yentsch, & Menzel. (1963). A method for the determination of phytoplankton chlorophyll and phaeophytin by fluorescence. En *Deep Sea Research and Oceanographic Abstracts* (Vol. 10, págs. 221-231).