Frente Marítimo
Publicación de la CTMFM
2025

DISTRIBUCIÓN ESPACIAL DEL MICROPLANCTON (<200 µM) AUTÓTROFO EN LA ZONA COMÚN DE PESCA (ZCP) ARGENTINO-URUGUAYA DURANTE DICIEMBRE DE 2019

Martínez A.[1a], Silva R.[2], Ruiz M. G.[2], Montoya N.[2], Molinari G.[2]

[1]Dirección Nacional de Recursos Acuáticos (DINARA), Montevideo, Uruguay.
[2]Instituto Nacional de Investigación y Desarrollo Pesquero (INIDEP), Mar del Plata, Argentina

SPATIAL DISTRIBUTION OF AUTOTROPH MICROPLANKTON (<200 µM) IN THE COMMON FISHING ZONE (ZCP) SHARED BY ARGENTINA AND URUGUAY IN DECEMBER 2019

Summary: The composition of the plankton community not only influence on the trophic web but also on gas exchange (production-respiration) and consequently on climate. Microscopy, flow cytometry and HPLC were used to analyze the phytoplankton community from samples collected during survey VA1219 in December 2019. Predominance of different groups in relation with distinct areas of the Common Fishing Zone was recorded. In the southern transect, off Mar del Plata, components of the pico-ultraplankton dominated the community in terms of biomass. Low biomass, comprising all plankton sizes, was registered in the coastal region of the transect, whereas in mid-shelf waters it was made up exclusively of *Synechococcus* and in deeper waters of haptophytes of the ultraphytoplankton (in coincidence with high concentrations of 19´-hexanoyl oxi-fucoxanthin (Hex-fuco), and by dinoflagellates of the nanophytoplankton. In the inner part of the central transect, off Rio de la Plata (RP04 a RP07) the community was represented by fractions of the nano-microphytoplankton, such as diatoms and euglenophyceae. This dominance of diatoms of the nano-microphytoplankton was also observed in the costal stations of the northern transect, off La Paloma, where a bloom of Chaetoceros dydimus and high abundance of *Thalassionema nitzschioides* and *Rhizosolenia setigera* were recorded. In the intermediate sector of the Rio de la Plata transect, where the water column was stratified, blooms of dinoflagellate of various sizes were recorded. In deeper waters, the dominant genus was Azadinium, coinciding with a high concentration of peridinin, whereas in surface waters *Oxytoxum laticeps* and *Karenia* sp. prevail, co-ocurring with higher concentrations of Hex-fuco. In the outer sectors of the Rio de la Plata and La Paloma transects, where small sized phytoplankton dominated, high abundance of cocolithophoridae and picophytoplankton, mainly Prochlorococcus were registered, coinciding with divynil clorophyll a. The spatial distribution of the phytoplankton community was related to the differents water masses in the ZCP.

Key words: Phytoplankton, picoplankton, pigments, SW Atlantic.

Resumen: La composición de la comunidad del plancton no solo influye en la trama trófica sino también en el intercambio gaseoso (producción-respiración) y por consecuencia en el clima. La comunidad del fitoplancton se analizó mediante microscopía, citometría y por HPLC en muestras obtenidas durante la campaña VA1219 (diciembre 2019). Se registró la dominancia de distintos grupos relacionados a diferentes sectores de la ZCP. En la sección de Mar del Plata, la comunidad estuvo dominada en términos de biomasa por componentes del pico-ultraplancton. En la costa una baja biomasa, pero representada por todos los tamaños del plancton, en la plataforma media exclusivamente por *Synechococcus* y en aguas más profundas por haptofitas del ultrafitoplancton (coincidentes con altas concentraciones de 19´-hexanoil oxi-fucoxantina (Hex-fuco), y por dinoflagelados del nanofitoplancton. En la zona más interna del Río de la Plata (RP04 a RP07) la comunidad estuvo representada por las fracciones del nano-microfitoplancton como diatomeas y euglenofitas. Esta dominancia de diatomeas del nano-microfitoplancton se continúa en las estaciones costeras de la sección de La Paloma, donde se registró una floración de *Chaetoceros dydimus* y altas abundancias de *Thalassionema nitzschioides* y *Rhizosolenia setigera*. En el sector medio de la sección del Río de la Plata, con estratificación de la columna de agua se registraron floraciones de dinoflagelados de distintas clases de tamaño. A mayor profundidad, el género dominante fue *Azadinium* coincidiendo con una alta concentración de peridinina, y en aguas superficiales dominaron *Oxytoxum laticeps* y *Karenia* sp., coincidiendo con mayor concentración de Hex-fuco. En las zonas externas de las secciones del Río de La Plata y de La Paloma, dominó el fitoplancton de menor tamaño, registrándose alta abundancia de cocolitofóridos y picofitoplancton, principalmente *Prochlorococcus* coincidiendo con divinil clorofila *a*. La distribución espacial de la comunidad fitoplanctónica se relacionó con las distintas masas de agua en la ZCP.

Palabras clave: Fitoplancton, picoplancton, pigmentos, Atlántico sur.

INTRODUCCIÓN

El océano está repleto de organismos microscópicos con una enorme diversidad de estilos de vida, formas y tamaños. Estos organismos juegan una variedad de roles claves en la fisiología del planeta, desde su participación en ciclos biogeoquímicos del carbono, oxígeno, nitrógeno, hierro, etc., afectando al clima global, como también a través de las

[a] anamart30@gmail.com

redes tróficas (Falkowski 2012, Hopes & Mock 2015, Faure et al. 2019). Los organismos microscópicos autótrofos (fitoplancton) producen la mitad de la materia orgánica y la mitad del oxígeno del planeta, y son los responsables de la denominada "bomba biológica de carbono", un proceso natural clave que regula los niveles de CO_2 atmosférico. La eficiencia de la bomba biológica de carbono es función de la composición y estado fisiológico de la comunidad fitoplanctónica (Basu & Mackey 2018) y, por ende, la composición de esta comunidad microscópica no solo influye en la trama trófica, sino también en el intercambio gaseoso (producción-respiración), teniendo repercusiones en el clima. La composición de fitoplancton también puede tener repercusiones en la salud humana y ecosistémica, debido a que varias de sus especies son potenciales productoras de toxinas (Méndez & Carreto 2018, Guinder et al. 2018, Guinder et al. 2023). Las floraciones algales nocivas están generando cada vez más inconvenientes y pérdidas económicas a nivel global (Anderson et al. 2012, Hallegraeff et al. 2021) y se prevé sean favorecidas por el cambio climático (Wells et al. 2015). Conocer la composición de fitoplancton es fundamental, no sólo para comprender los procesos actuales, sino también para poder prever los posibles cambios y riesgos en un escenario de cambio climático.

Existen relativamente pocos estudios que describan la comunidad planctónica de la Zona Común de Pesca (ZCP) Argentino-Uruguaya (Carreto et al. 2003, Carreto et al. 2007, Carreto et al. 2008), la cual es una zona altamente productiva (Acha et al. 2004; Lutz et al. 2010) y está mostrando una tendencia positiva al aumento de clorofila *a* (Delgado et al. 2023). Es una zona con una compleja hidrografía y existencia de fuertes gradientes horizontales y verticales de densidad (Ortega & Martínez 2007, Muelbert et al. 2008) y está considerada un *hotspot* de calentamiento global, ya que hay evidencias de que se está calentando a una tasa mayor que el resto del globo (Hobday & Pecl 2014). Por eso, resulta de particular relevancia evaluar los posibles cambios en la composición de la comunidad de fitoplancton y poder rastrear posibles alteraciones en la red alimentaria y gestionar los potenciales riesgos para la biota y la salud humana.

La filiación taxonómica y el tamaño son los principales rasgos en determinar el rol del fitoplancton en un ecosistema. Actualmente existe una variedad de herramientas y métodos para determinar la estructura de la comunidad de fitoplancton. La diversidad taxonómica suele simplificarse mediante identificación de grupos funcionales basados en sus roles ecológicos o características fisiológicas (Le Quéré et al. 2005) o su tamaño celular. La manera clásica para identificar la composición de la comunidad del fitoplancton, y que continúa siendo de las más confiables, es el análisis al microscopio, pero es altamente dependiente de la experiencia del observador y tiene limitaciones para células menores a 5 µm. Existen otras alternativas que permiten abordar la clasificación de fitoplancton en grupos y también obtener estimaciones de la abundancia de estos grupos, como por ejemplo las basadas en la composición de pigmentos determinados por cromatografía líquida de alta resolución (HPLC). Este es otro de los métodos más ampliamente utilizados ya que permite separar, identificar y cuantificar los pigmentos distintos a la clorofila *a* (que posee todo el fitoplancton), ampliando las posibilidades de estudiar la comunidad fitoplanctónica (Wright & Shearer 1984, Jeffrey 1997). El HPLC permite cuantificar la concentración de pigmentos específicos del fitoplancton permitiendo la caracterización quimiotaxonómica de la comunidad basada en las relaciones establecidas entre la composición de pigmentos y los grupos taxonómicos (Jeffrey et al. 2011, Kramer & Siegel 2019, Kramer et al. 2020). Si bien la mayoría de los pigmentos son compartidos entre los distintos grupos de fitoplancton existen algunos pigmentos que sirven como biomarcadores porque se encuentran comúnmente en un grupo (e.g., fucoxantina en diatomeas) o son exclusivos de otro grupo (e.g., aloxantina en criptofitas) (Jeffrey et al. 2011). La aproximación quimiotaxonómica tiene la ventaja que incluye toda la comunidad fitoplanctónica, pero tiene la desventaja de la baja resolución taxonómica. Paralelamente, los pigmentos marcadores se utilizan para estimar la estructura de tamaños de la comunidad. Considerando que algunos taxones están mayormente representados en alguna de las tres clases de tamaño propuesta por Sieburth et al. (1978, picoplancton <2 µm, nanoplancton 2-20 µm y microplancton >20 µm), Vidussi et al. (2001) propusieron un método para estimar la proporción relativa de estas tres clases basado en 7 pigmentos diagnósticos (DPs). Posteriormente, Uitz et al. (2006) y más recientemente Chase et al. (2020), modificaron las ecuaciones de Vidussi aplicando coeficientes ponderados a los mismos DPs, obteniendo ecuaciones para calcular el aporte a la concentración de clorofila *a* (Chl_*a*) de cada clase de tamaño en una muestra dada. A su vez para estudiar el picoplancton, la fracción de menor tamaño, el método más ampliamente utilizado es la citometría de flujo, el cual también se basa en la composición de pigmentos. La citometría de flujo permite la medida de varias características celulares a medida que las células viajan en un flujo pasando frente a una fuente lumínica (láser). Esta técnica permite identificar y clasificar al picoplancton en base a la dispersión (forma y tamaño) y la autofluorescencia (pigmentos) característicos (Liu et al. 1995, Collier 2000, Dubelaar & Jonker 2000). La citometría de flujo es un método fácil rápido y económico y no tiene sesgo en el conteo de picoplancton, pero tiene la limitante de que la resolución taxonómica está limitada a *Prochlorococcus* y *Synechococcus* (cianobacterias), y picofitoeucariotas (Collier 2000). Todas las técnicas presentan limitaciones por lo cual su uso combinado supone una gran mejoría en la caracterización de la comunidad de fitoplancton.

El objetivo de este trabajo fue determinar la estructura de la comunidad del fitoplancton presente en distintas secciones de la ZCP, utilizando técnicas complementarias que permitan describir la estructura de la comunidad completa desde el picoplancton (<2 µm) hasta el microplancton (20-500 µm).

MATERIALES Y MÉTODOS

Se realizó una campaña oceanográfica a bordo del BIP Víctor Angelescu desde el 4 al 14 de diciembre de 2019 en la ZCP. El muestreo se realizó en tres secciones perpendiculares a la batimetría, desde la costa hasta el talud continental (COS TAL) en dirección SE, entre las isobatas de 20 y 3000 m de profundidad. Estas secciones están ubicadas: 1) en Argentina a la latitud de Mar del Plata en su estación más costera (COSTAL-AR); 2) en Uruguay, a la

latitud de La Paloma (COSTAL-UY) y 3) en el Río de la Plata, en la línea divisoria del Frente Marítimo (COSTAL-RP) (Figura 1). En cada estación se realizaron perfiles de temperatura y salinidad con una sonda CTD SeaBird SBE 911 provista con un fluorómetro Seapoint. Se obtuvieron muestras de agua a profundidades discretas (5 m, máximo de fluorescencia y picnoclina) con una roseta SeaBird SBE32 provista con 12 botellas Niskin de 8 lt, para análisis cuantitativo de pico, nano y microplancton y de la composición de pigmentos. También se realizaron arrastres verticales con red de 25 µm para obtener muestras concentradas de fitoplancton. Para este trabajo se consideraron solo los datos correspondientes a 5 m de profundidad. Cada muestra de agua se analizó a bordo a través del FlowCam VS-IV utilizando el objetivo 10x y una celda de flujo de 100 µm para una primera aproximación de las especies de fitoplancton presentes. Luego, 250 ml de muestra fueron fijados con formaldehído 4% para análisis al microscopio y alícuotas de 2 ml (pre filtrados por malla de 5 µm) preservados con paraformaldehído y almacenados en nitrógeno líquido, para análisis de picoplancton por citometría de flujo. El análisis por citometría de flujo se llevó a cabo en el Instituto Tecnológico de Chascomús (INTECH, Chascomús, Pcia. de Buenos Aires) con un citómetro FACSCalibur (Becton Dickinson) equipado con un láser standard azul argon-ion (488 nm de emisión) y un láser rojo diodo (635 nm de emisión). Las distintas poblaciones de picoplancton se identificaron por gráficos (citogramas) de dispersión (SSC) versus fluorescencia roja (FL3) y de fluorescencia naranja (FL2) versus fluorescencia roja (FL3) de acuerdo con Gasol & Morán (2015). La cuantificación de nano y microfitoplancton se realizó mediante el método Üthermöl (1958) en microscopio invertido, llegando a la máxima resolución taxonómica posible. La biomasa en unidades de microgramos de carbono por litro se estimó a partir del biovolumen calculado aproximando las células de fitoplancton a formas geométricas (Hillebrand 1999, Sun & Liu 2003) y para el caso del picoplancton la conversión entre volumen celular y carbono se utilizaron los valores sugeridos por Worden et al. (2004).

Para la determinación de la concentración de pigmentos, se utilizó el método de Zapata et al. (2000). Las muestras de agua fueron filtradas a través de filtros de fibra de vidrio Whatman GF/F de 47 mm y congeladas a -80ºC hasta su análisis en el laboratorio. El material retenido en el filtro fue extraído con ultrasonido durante 30 segundos a 0°C utilizando metanol 100% como disolvente y luego los extractos fueron filtrados por filtros GF/F para eliminar los residuos. Inmediatamente antes de la inyección en el sistema HPLC, los extractos fueron diluidos con agua hasta obtener una solución de metanol al 70% (Zapata et al. 2000). Los pigmentos fueron identificados por sus tiempos de retención y espectros de absorción obtenidos en continuo por un detector de arreglo de diodos. Para la cuantificación de los pigmentos identificados, se emplearon estándares de alta pureza que fueron adquiridos al VKI (The International Agency for 14C Determination, Dinamarca) o aislados de cultivos de *Gephyrocapsa huxleyi* (Haptophyta) clone CCMP 370 y del dinoflagelado *Alexandrium tamarense* clone MDQ 1096. Aquellos pigmentos detectados para los que no se conocen los coeficientes de extinción, se cuantificaron empleando los coeficientes de extinción de los pigmentos conteniendo el cromóforo de mayor similitud.

Para estimar las fracciones de tamaño del fitoplancton en base a índices de pigmentos se utilizaron las ecuaciones propuestas por Chase et al. (2020). Este modelo asigna la mitad de la concentración de la clorofila *b* (Chl_b) al picoplancton y la otra mitad al nanoplancton, la mitad de la concentración de Fucoxantina (Fuco) al microplancton y la otra mitad al nanoplancton, el 75% de la Peridinida al nanoplancton y sólo el 25% al microplancton (Tabla 1). Luego, es posible expresar la abundancia absoluta de cada fracción en unidades de concentración de clorofila *a* aportada en una muestra determinada, multiplicando la fracción obtenida por la concentración de Chl_*a* total.

RESULTADOS

Condiciones oceanográficas

Desde el punto de vista oceanográfico, las transectas presentaron características bien diferenciadas. La COSTAL UY tuvo una dominancia de aguas cálidas y la influencia de aguas costeras en superficie a lo largo de la transecta completa, observándose la presencia de Agua Tropical (AT, temperatura>20 y salinidad>36) en toda la columna de agua de la estación más externa (Figura 2). La COSTAL RP también mostró la influencia de aguas cálidas, pero el AT se observó penetrando a media agua desde la estación más externa hasta la siguiente (RP12 y RP13) y el agua costera (AC, salinidad <32) ocupó toda la columna de agua de las estaciones más costeras (RP4 a RP7). En cambio, la COSTAL AR presentó predominantemente aguas subantárticas (ASA, 4°< temperatura <15°, 33.7< salinidad< 34.2) más homogéneas con menor gradiente térmico y halino, destacándose la estación más externa, ubicada sobre la isobata de 1000m, con salinidad media de 33,9 y temperatura inferior a los 11°C, con valores correspondientes al Agua subantártica externa o de talud y vinculada con el agua transportada por la Corriente de Malvinas, la que se caracteriza por un máximo relativo de salinidad mayor a 34,1 (Figura 2).

Microscopía

Respecto al fitoplancton, tanto por la Flow Cam como por microscopía convencional se observó que la composición de la comunidad fue bien distinta en las tres transectas, no solo en la composición de grupos sino también en clase de tamaños. En la COSTAL UY el máximo de biomasa encontrado fue 163 µgC/L en la estación UY2 y la principal fracción de tamaño hallada fue microplancton (Figura 3).

El nanoplancton contribuyó en las estaciones UY3, UY5 y UY6 y el picoplancton principalmente en la estación UY6 (Figura 3). La comunidad estuvo compuesta mayormente de diatomeas de gran tamaño como *Thalassionema nitzschioides*, *Rhizosolenia setigera*, *Actinocyclus octonarius*, *Thalassiosira* spp que dominaron en abundancia y biomasa, principalmente en las estaciones UY2 y UY3 donde también se registró alta abundancia de *Chaetoceros dydimus* y alta concentración de sus esporas. En las estaciones costeras también se registraron dinoflagelados microplanctónicos como *Prorocentrum micans*, *Prorocentrum scutellum* y *Dinophysis acuminata* pero en menor proporción. En las estaciones más externas (UY5 y UY6) se registró la mayor abundancia de cocolitofóridos, principalmente *Discosphaera tubifera* y *Rhabdosphaera clavigera*.

En la COSTAL RP si bien se encontraron bien representadas todas las clases de tamaños la dominancia fue del nanoplancton (Figura 4) debido a una marcada floración de dinoflagelados nanoplanctónicos en el centro de la transecta (mayormente en la estación RP10).

El microplancton estuvo mejor representado en las estaciones RP4, RP7 y RP 10 y el picoplancton en las estaciones RP4, RP9, RP12 (Figura 4).

Tabla 1. Fórmulas para calcular las fracciones de micro (F_{micro}), nano (F_{nano}) y picoplancton (F_{pico}) a partir de concentraciones de pigmentos determinadas por HPLC.DP*w* = suma ponderada de los pigmentos diagnósticos (mgm^{-3}); DP*w* = $\Sigma^{7}_{i=1}$ w_i P_i, en donde *w* = peso ponderado (adimensional) y *P* = concentración de pigmento (mgm^{-3}).

Pigmento (P_i)	Índices de Uitz (w_i)	Ecuaciones de Uitz	Ecuaciones de Chase
Fuco (P_1)	1,41		
Peri (P_2)	1,41	$F_{micro} = \frac{\sum_{i=1}^{2} w_i P_i}{DP_w}$	$F_{micro} = \frac{0{,}5\,.\,w_1P_1 + 0{,}25\,.\,w_2P_2}{DP_w}$
Hex_fuco (P_3)	1,27		
But_fuco (P_4)	0,35	$F_{nano} = \frac{\sum_{i=3}^{5} w_i P_i}{DP_w}$	$F_{nano} = \frac{0.5\,w_iP_1 + 0.75\,w_2P_2 + \sum_{i=3}^{5} w_iP_i + 0.5\,w_6P_6}{DP_w}$
Allo (P_5)	0,60		
Chl_b (P_6)	1,01	$F_{pico} = \frac{\sum_{i=6}^{7} w_i P_i}{DP_w}$	$F_{pico} = \frac{0{,}5\,.\,w_6P_6 + w_7P_7}{DP_w}$
Zea (P_7)	0,86		

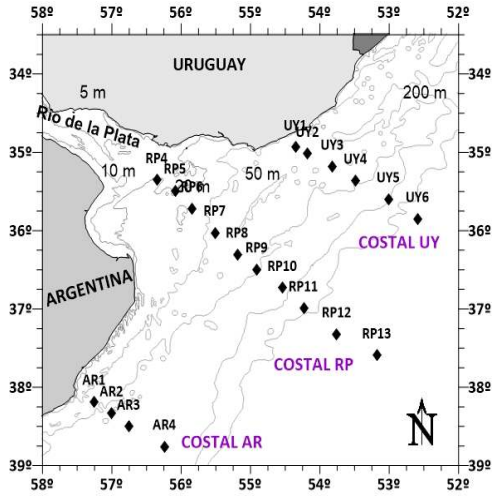

Figura 1. Mapa de la zona de estudio mostrando las estaciones de muestreo correspondientes a cada sección COSTAL.

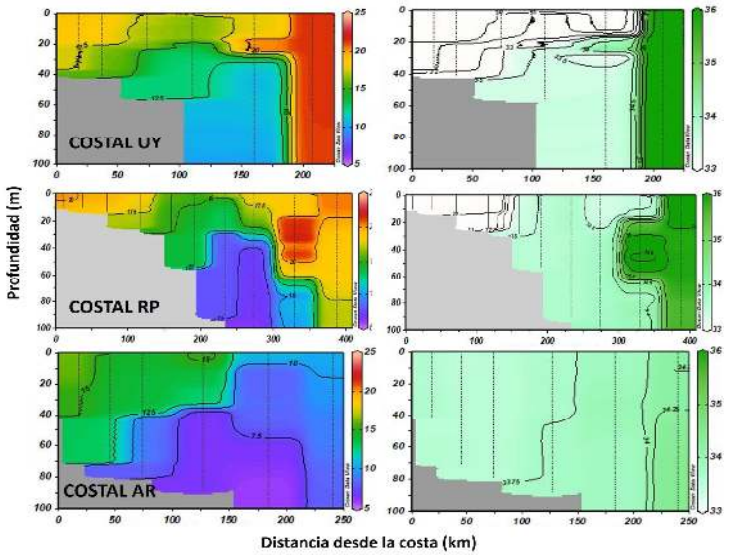

Figura 2. Perfiles de temperatura (izquierda) y salinidad (derecha) de las diferentes secciones COSTAL.

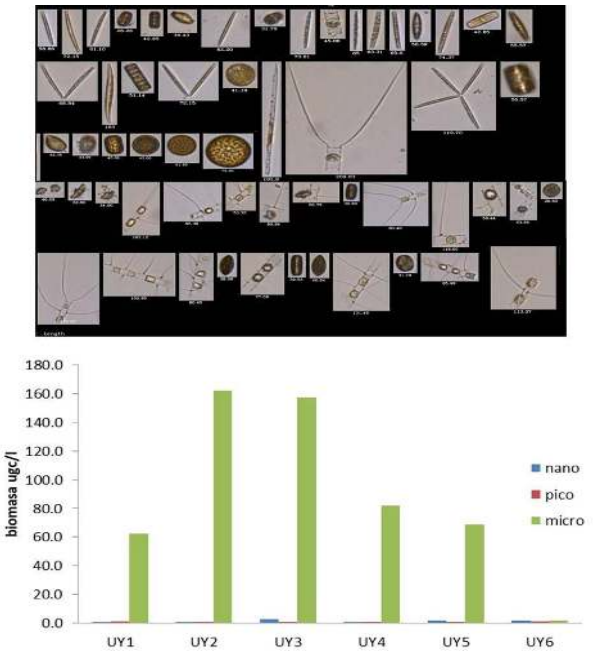

Figura 3. Comunidad de fitoplancton en la COSTAL UY. Imagen superior fotos de Flow Cam, imagen inferior biomasa (µgC/L) de las distintas clases de tamaño (pico, nano y microplancton).

La mayor biomasa de toda el área se registró en esta transecta, con un pico de 1851 µgC/L (de los cuales 1718 µgC/L corresponden a nanoplancton) en la estación RP10 donde se encontraron varias especies distintas en floración, *Azadinium* spp., *Oxytoxum laticeps* y *Karenia* sp (Figura 4). También se registraron Euglenofitas y Cryptofitas en alta abundancia en las estaciones más costeras.

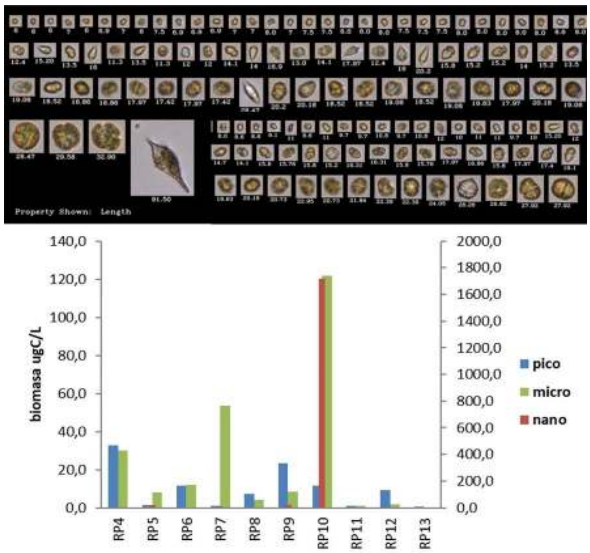

Figura 4. Comunidad de fitoplancton en la COSTAL RP. Imagen superior fotos de Flow Cam, imagen inferior biomasa (µgC/L) de las distintas clases de tamaño (pico, nano y microplancton), eje secundario biomasa del nanoplancton

La COSTAL AR fue la que presentó menor biomasa con un máximo de 147 µgC/L en la estación AR 6. En esta transecta predominaron las clases de tamaño inferiores (pico y nanoplancton) (Figura 5), con una dominancia de *Synechococcus* y haptofitas. El microplancton se encontró en cierta abundancia sólo en la estación más costera (AR1), estando prácticamente ausente en el resto de las estaciones.

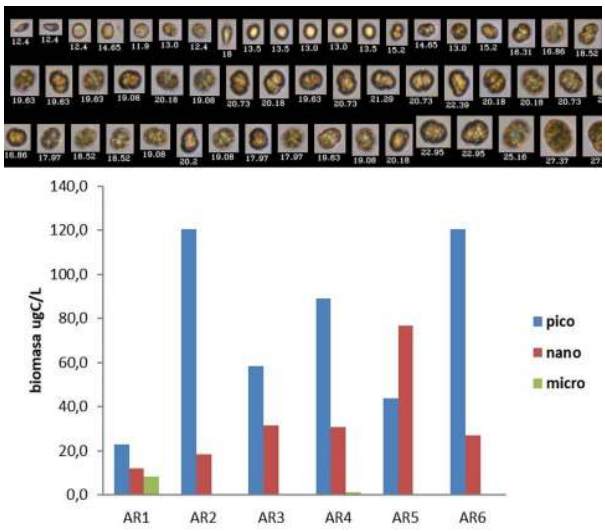

Figura 5. Comunidad de fitoplancton en la COSTAL AR. Imagen superior fotos de Flow Cam, imagen inferior biomasa (µgC/L) de las distintas clases de tamaño (pico, nano y microplancton).

Citometría de flujo

Por citometría de flujo también se obtuvieron resultados bien diferenciados en cada sección (Figura 6). *Prochlorococcus* se registró únicamente en la parte externa de la COSTAL UY (estaciones 5 y 6) (Figura 6A) y COSTAL RP (estación 13), pero no se registró en la COSTAL AR. En la COSTAL RP (estaciones 4 y 5) se registró una población con una firma citométrica igual a *Prochlorococcus,* pero por la baja salinidad de la zona donde se halló seguramente se trate de *Synechococcus* (Figura 6B). En la COSTAL AR la abundancia de *Synechococcus* fue muy superior al resto de las secciones y también presentó una alta abundancia de Picoeucariotas (Figura 6C).

Pigmentos

La biomasa calculada en base al biovolumen coincidió con la biomasa estimada como clorofila *a* aportada por cada fracción mediante índices pigmentarios y la distribución geográfica de los grupos de tamaño mostró el mismo patrón por ambas estimaciones (Figura 7), siendo el nanoplancton el grupo de mayor biomasa y principalmente en el centro de la COSTAL RP (estación RP10) y estación AR5 (Figura 7). En todas las clases de tamaño la gran concentración de clorofila encontrada dentro del Río de la plata no es real, es un artefacto producto de la extrapolación.

La distribución geográfica de los pigmentos marcadores de distintos grupos también mostró un patrón similar a los distintos grupos identificados en el análisis microscópico y por citometría de flujo. La Fucoxantina (pigmento característico de diatomeas y haptofitas) se encontró en las estaciones cercanas a la costa de la COSTAL UY (Figura 7A) donde se encontró alta abundancia de *Chaetoceros didymus*, *Thalassionema nitzschioides* y *Rhizosolenia setigera* y en las estaciones más internas de la COSTAL RP donde también se encontraron diatomeas. La divinil clorofila *a* que es el pigmento fotosintético utilizado por *Prochlorococcus* se encontró únicamente en las estaciones

externas de la COSTAL UY y COSTAL RP (Figura 7C). La clorofila *b*, indicadora de clorofitas, se encontró en el Río de la Plata (Figura 7D). La peridinina, que es un pigmento accesorio característico de un grupo de dinoflagelados, se distribuyó principalmente en la COSTAL AR y fue máximo en la estación RP10 (Figura 7 E) y la Hex fucoxantina propia de las prymnesiofitas se distribuyó principalmente en la zona externa de la COSTAL AR y la estación 10 de la COSTAL RP (F). Asimismo, en la estación RP10 de la COSTAL RP se registró la floración de un dinoflagelado del género *Karenia sp* que tiene Hex Fucoxantina como pigmento accesorio característico.

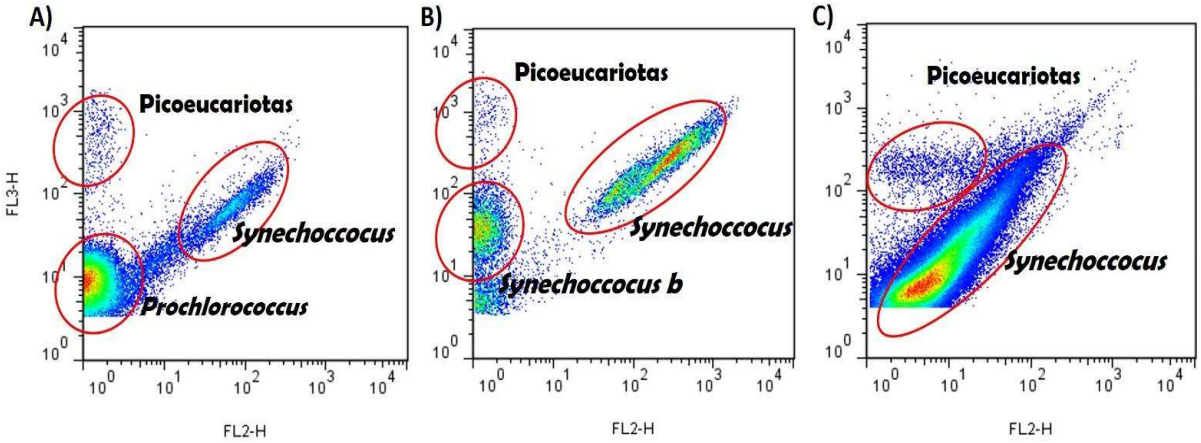

Figura 6. Citograma representativo de cada sección: A) COSTAL UY (6UY); B) COSTAL RP (RP5) y C) COSTAL AR (AR5).

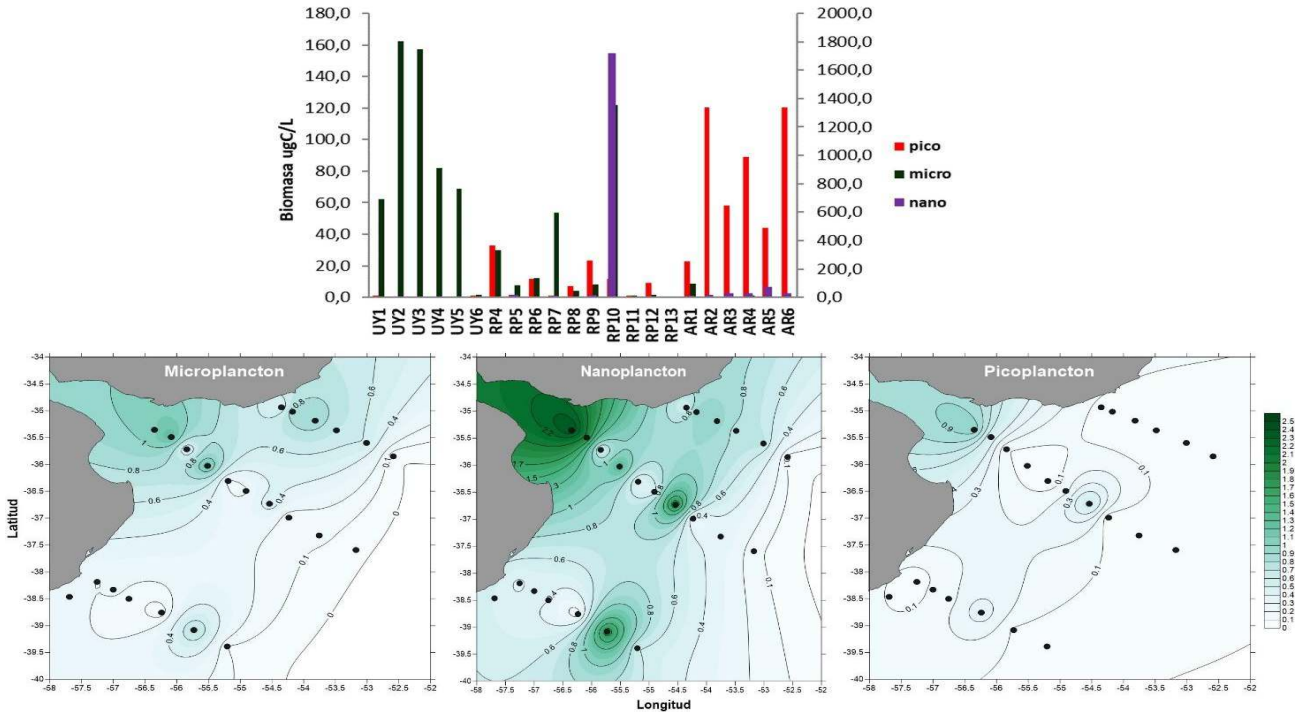

Figura 7. Distribución de la biomasa de las distintas fracciones de tamaño del fitoplancton. Superior: calculada por biovolumen (nanoplancton en el eje secundario); inferior estimado como concentración de clorofila *a* a partir de índices pigmentarios.

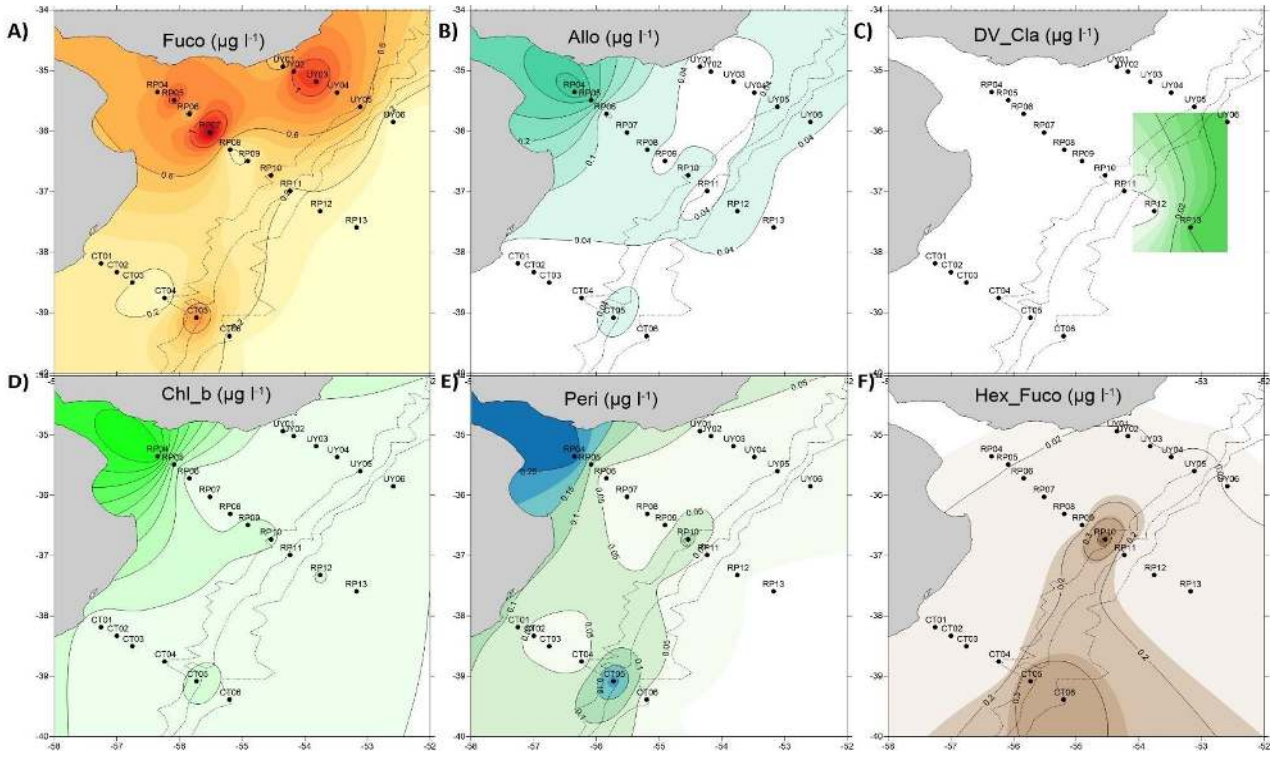

Figura 8. Distribución superficial de los pigmentos marcadores de distintos grupos de fitoplancton.

Relación con masas de agua

Las mayores biomasas se registraron en Aguas subantárticas (ASA) y su mezcla con Aguas costeras (AC) (Figura 9). La distribución de grupos mostró una asociación con las masas de agua presentes, *Prochlorococcus* se encontró solo en las estaciones con influencia de agua tropical (AT) (estaciones UY6 y RP13) (Figura 9), *Karenia* (RP10) y prymnesiofitas (COSTAL AR) asociadas a ASA con cierta influencia más cálida y *Synechococcus* se registró asociado también a ASA pero más fría (AR5 y AR6). Euglenofitas y diatomeas asociadas a aguas costeras de baja salinidad provenientes del Río de la Plata (RP4, RP5, RP6, UY1). En la mayoría de la COSTAL UY se encontró mezcla entre ASA Y AC y en la RP11 y RP12 la mezcla con AT.

DISCUSIÓN

La ZCP se encuentra en una zona considerada una de las más productivas a nivel global (Lutz et al. 2010, Martinetto et al. 2019), sin embargo, poco se sabe de la estructura de la comunidad fitoplanctónica. La mayoría de los trabajos regionales se refieren a la distribución espacial de clorofila (Romero et al. 2006, Martínez & Ortega 2007, Machado et al. 2013, Dogliotti et al. 2014) o se centraron en ciertas características como la composición de pigmentos o características bio-ópticas (Lima et al. 2019, Segura et al. 2013). Son muy pocos los trabajos que incluyen el análisis de la composición taxonómica (Gayoso & Podestá 1996, Carreto et al. 2008, Martínez & Ortega 2016, Guinder et al. 2018, Ferronato et al. 2021, Ferronato et al. 2023) y en general se encontró una dominancia de diatomeas. Menor aún es la cantidad de trabajos que incluya todo el espectro de tamaños de la comunidad del fitoplancton en la ZCP como el trabajo de Negri et al. (2016) para otoño, en el presente estudio se trata de primavera tardía y la comunidad de fitoplancton se encontraba en el estado sucesional correspondiente a comienzos de verano de acuerdo a la sucesión en climas templados.

La comunidad de fitoplancton reflejó de alguna manera la variabilidad ambiental en la ZCP y la composición y biomasa estuvo determinada por las masas de aguas presentes como ha sido encontrado en estudios anteriores (Brandini et al. 2014, Lima et al. 2019, Ferronato et al. 2023). Es una zona de gran diversidad fitoplanctónica, los parámetros fotosintéticos en esta región están más influenciados por la variabilidad de la comunidad fitoplanctónica que por la variabilidad ambiental (Lutz *et al*. 2010) y esto tiene sus consecuencias en la captación de CO2 atmosférico (Berghoff et al. 2023). De manera general en la COSTAL UY dominaron las diatomeas (en las estaciones costeras), en la COSTAL AR *Synechococcus* y haptofitas y en la COSTAL RP dinoflagelados, diatomeas y euglenofitas. En la COSTAL RP donde se registró la mayor variabilidad ambiental fue donde se registró la mayor diversidad de la comunidad y también la mayor biomasa, y donde se vieron mejor representadas todas las clases de tamaño. En cambio, en la COSTAL AR, donde la estructura oceanográfica fue más homogénea, también la comunidad fue más homogénea con una dominancia de organismos de pequeño tamaño coincidiendo con lo encontrado por Negri et al. (2016) y principalmente *Synechococcus* y haptofitas que suelen estar asociadas a una débil estabilidad de la columna de agua (Lima et al. 2019). La excepción fue la estación AR5, donde la diversidad de pigmentos fue alta, y se encontró una importante biomasa de nanoplancton coincidiendo con la estación RP10 y coincidiendo también con los mismos pigmentos característicos. En la COSTAL RP, la floración de varias

especies de dinoflagelados ocurrió donde la columna de agua presentó mayor estratificación, con una haloclina bien marcada, coincidiendo con lo esperado para ese grupo, ya que los dinoflagelados dominan en aguas con mayor estabilidad de la columna de agua (Margalef 1978, Samyda 2002, Winder & Sommer 2012). Asimismo, las aguas oligotróficas asociadas con AT presentaron muy baja diversidad y abundancia, observándose esto mediante los tres métodos empleados. Las mayores biomasas se encontraron en las estaciones con influencia de ASA, ASAP y su mezcla con AC, como era esperado de acuerdo con lo encontrado en estudios anteriores (Ciotti et al. 1995, Brandini et al 2000, Martínez & Ortega 2007). La mayor biomasa se encontró en la plataforma media al igual que en otros estudios (Romero *et al* 2006), siendo el máximo en la estación RP10 asociado a ASA que es la principal fuente de nitratos y AC aportando estabilidad a la columna de agua. En las estaciones costeras de COSTAL RP y COSTAL UY dominaron las diatomeas, coincidiendo con la mayor influencia de AC que es el mayor aporte de silicatos (Ciotti et al. 1995, Brandini et al. 2014). La producción primaria en las aguas de plataforma es controlada primariamente por la interacción de las masas de agua presentes aportando diferentes niveles de nutrientes a la zona fótica (Ciotti et al. 1995) y alteraciones en la estabilidad de la columna de agua (Brandini et al. 2000). Los valores de clorofila fueron relativamente bajos comparado a los valores registrados por otros estudios, Martínez & Ortega (2007) y Lutz (2010) registraron máximos de 19 µg/L, eso puede deberse a que los datos considerados en este trabajo son solo los datos superficiales y los máximos de clorofila en general son subsuperficiales.

Se registró la floración de varias especies de *Azadinium*, muchas de las cuales son potencialmente tóxicas, *Azadinium* es un género productor de toxinas lipofílicas cuyas floraciones ya han sido registradas en el norte de la plataforma argentina y sur de Uruguay, incluido el Río de la Plata (Akselman & Negri 2012, Akselman et al. 2014). La floración se registró en el medio exterior de la sección RP coincidiendo con Akselman et al. (2014), donde las máximas abundancias se encontraron en la parte exterior del Río de la Plata. Las floraciones multiespecíficas de este género y sus toxinas asociadas son un hecho común en la zona (Ferronato et al. 2023) y están siendo registradas con mayor frecuencia en la plataforma argentina (Ramírez et al. 2022, Guinder et al. 2023).

Si bien se encontró una señal citométrica semejante a la de *Prochlorococcus* en las estaciones 4 y 5 de la COSTAL RP, se descarta la presencia de esta especie en estas estaciones debido a la ausencia del pigmento divinil clorofila *a*, el cual es marcador inequívoco de este género que se encuentra solo en agua marina (Partensky et al. 1999, He et al. 2022). Este pigmento solamente fue encontrado en superficie en las estaciones UY06 y RP13, por lo que esta señal citométrica en las estaciones internas de la COSTAL RP abre un interrogante que se continuará estudiando. La autofluorescencia similar a la de *Prochlorococcus* de esta población estuarina parecida a *Prochlorococcus* puede significar que utilizan una estrategia fotosintética similar y por lo tanto cumplen un rol similar en el ecosistema (Shang et al. 2007). El registro de *Prochlorococcus* en la estación UY6 ya fue observado con anterioridad en la UY6 pero en otoño (Negri et al. 2016) confirmando que es característico de esa zona durante distintas estaciones del año y es un género asociado a las aguas tropicales en la región (Lima et al. 2019).

La combinación de distintos métodos resultó ser efectiva para analizar el fitoplancton, toda su diversidad, así como todas sus clases de tamaño, y los resultados encontrados por un método fueron reafirmados por otro, brindando robustez a los resultados. Asimismo, en análisis de pigmentos permitió corroborar la no presencia de *Prochlorococcus* a pesar de que el citograma parecía indicar su presencia en una zona que no era lógico por tratarse de agua oligohalina y es un género exclusivo de agua marina. Esto demuestra que una aproximación integral de la comunidad fitoplanctónica utilizando distintos métodos complementarios resulta más efectiva para el análisis de toda la comunidad. La distribución de pigmentos coincidió con la distribución de los grupos observados microscópicamente, confirmando la distribución de grupos por ambos métodos, y al parecer no hubo subestimación de la biomasa de nanoplancton y sobreestimación de la del microplancton por microscopía respecto a la estimada por pigmentos como suele suceder (Latasa et al. 2023).

En conclusión, en la ZCP se encontró gran diversidad de fitoplancton, reflejando la variabilidad ambiental de la zona, con diferentes clases de tamaño generando altas biomasas en las distintas secciones. Esta diversidad de tamaños podría estar involucradas en diferentes tramas alimenticias tanto las clásicas como las microbianas, ofreciendo un amplio espectro de presas disponibles para varios componentes de la trama trófica en la ZCP incluidos muchos recursos de interés pesquero.

El hallazgo de esa población de *Synechococcus* con la misma firma citométrica que *Prochlorococcus* en la desembocadura del Río de la Plata es un hecho interesante a seguir investigando en futuras campañas para corroborar si es una población estable de ese sitio o fue un hecho casual.

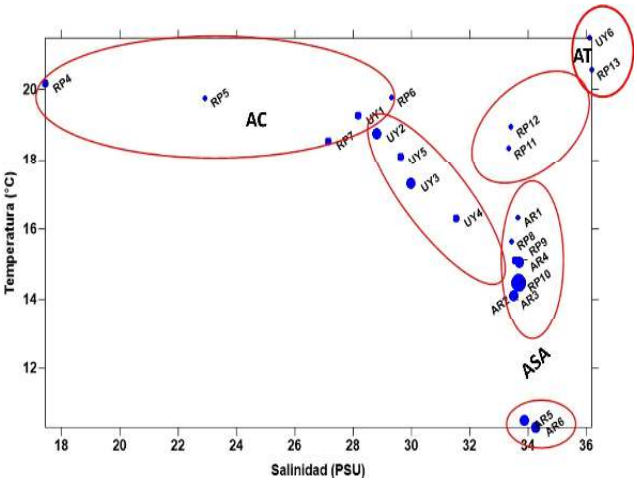

Figura 9. Diagrama TS con la concentración de biomasa, se muestra la distribución de las estaciones en relación con las masas de agua superficiales (10 metros superiores de la columna de agua).

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Acha E.M., H.W Mianzán R.A Guerrero, M. Favero & J. Bava (2004) Marine fronts at the continental shelves of austral South America. Physical and ecological processes. Journal of Marine Systems 44: 85-105

Anderson D.M., A.D. Cembella & G.M Hallegraeff (2012) Progress in Understanding Harmful Algal Blooms: Paradigm Shifts and New Technologies for Research, Monitoring, and Management. Annual Review of Marine Science *4*: 143–176.

Akselman R. & R.M. Negri (2012) Blooms of Azadinium cf. spinosum Elbrächter et Tillmann (Dinophyceae) in northern shelf waters of Argentina, Southwestern Atlantic. Harmful Algae 19: 30–38.

Akselman R., R.M. Negri & E. Cozzolino (2014) Azadinium (Amphidomataceae, Dinophyceae) in the Southwest Atlantic: In situ and satellite observations. Revista de Biología Marina y Oceanografía 49(3): 511–526.

Basu, S., & K.R.M Mackey (2018) Phytoplankton as Key Mediators of the Biological Carbon Pump: Their Responses to a Changing Climate. Sustainability 10 (869): 1–18.

Berghoff C.F., D. Pierrot, L. Epherra, R.I. Silva, V. Segura, R.M. Negri, M.C. Hozbor, M.O. Carignan, L. Barbero & V.A. Lutz (2023) Physical and biological effects on the carbonate system during summer in the Northern Argentine Continental Shelf Southwestern Atlantic). Journal of Marine Systems 237. https://doi.org/10.1016/j.jmarsys.2022.103828

Brandini F.P., D. Boltovskoy, A. Piola , S. Kocmur, R. Rottgers, P.C. Abreu & R.M. Lopes (2000). Multiannual trends in fronts and distribution of nutrients and chlorophyll in the southwestern Atlantic (30–621S). Deep-Sea Research Part I 47; 1015–1033.

Brandini F.P., M. Nogueira, M. Simião, J.C. Ugaz Codina, M. Almeida Noernberg & F. Pereira (2014) Deep chlorophyll maximum and plankton community response to oceanic bottom intrusions on the continental shelf in the South Brazilian Bight. Continental Shelf Research 89: 61–75.

Carreto J.I, N.G. Montoya, H.R. Benavides, R. Guerrero & M.O. Carignan (2003) Characterization of spring phytoplankton communities in the Río de La Plata maritime front using pigment signatures and cell microscopy. Marine Biology 143:1013-1027.

Carreto J.I., M.O Carignan, N.G. Montoya & D.A. Cucchi Colleoni (2007) Ecología del fitoplancton en los sistemas frontales del mar argentino. En: Carreto, J.I., C. Bremec (eds) El mar Argentino y sus recursos pesqueros.

Carreto J.I., N.G. Montoya, R. Akselman, M.O. Carignan, R.I. Silva & D.A.C. Colleoni (2008) Algal pigment patterns and phytoplankton assemblages in different water masses of the Río de la Plata maritime front. Continental Shelf Research 28:1589-1606.

Ciotti A.M., C. Odebrecht, G. Fillmann, O.O. Moller Jr (1995). Freshwater outflow and subtropical convergence influence on phytoplankton biomass on the southern Brazilian continental shelf. Continental Shelf Research 15 (14): 1737–1756.

Collier J. L. (2000). Flow cytometry and the single cell in phycology. Journal of Phycology 36(4): 628–644.

Chase A.P, S.J. Kramer, N. Haentjens, E.S. Boss, L. Karp-Boss, M. Edmondson & J.R Graff (2020) Evaluation of diagnostic pigments to estimate phytoplankton size classes. Limnology and Oceanography: Methods 18(10):570-584.

Delgado A.L., I. Hernández-Carrasco, V. Combes, J. Font-Muñoz, P. D. Pratolongo & G. Basterretxea (2023) Patterns and Trends in Chlorophyll-a Concentration and Phytoplankton Phenology in the Biogeographical Regions of Southwestern Atlantic. Journal of Geophysical Research: Oceans 128(9) https://doi.org/10.1029/2023JC019865

Dogliotti A.I., V.A. Lutz & V. Segura V (2014) Estimation of primary production in the southern Argentine continental shelf and shelf-break regions using field and remote sensing data. Remote Sensing of Environment 140: 497-508

Dubelaar G B J., & R.R. Jonke (2000) Flow cytometry as a tool for the study of phytoplankton. Scientia Marina 64(2): 135–156.

Falkowski, P (2012). The power of phytoplankton. Nature 483: S17–S20.

Faure E., F. Not, A.S. Benoiston, K. Labadie, L. Bittner & S. D. Ayata (2019) Mixotrophic protists display contrasted biogeographies in the global ocean. ISME Journal 13(4): 1072–1083.

Ferronato C., V.A. Guinder, M.P Chidichimo, C. López-Abbate & M. Amodeo (2021) Zonation of protistan plankton in a productive area of the Patagonian shelf: Potential implications for the anchovy distribution. Food Webs 29: e00211. https://doi.org/10.1016/j.fooweb.2021.e00211

Ferronato C., G. Berden, M. Rivarossa & V.A. Guinder (2023) Wind-driven currents and water masses shape spring phytoplankton distribution and composition in hydrologically complex, productive shelf waters. Limnology and Oceanography: 1–16. https://doi.org/10.1002/lno.12413

Gasol J. M., & X.A.G. Morán (2015) Flow Cytometric Determination of Microbial Abundances and Its Use to Obtain Indices of Community Structure and Relative Activity. En: T. Mc Genity (Ed.) Hydrocarbon and Lipid Microbiology Protocols (pp. 159–187).

Gayoso A.M., G.P. Podestá. (1996). Hydrography and phytoplankton of the Brazil-Malvinas Currents Confluence. Journal of Plankton Research 18: 941-951.

Guinder V.A., U. Tillmann, B. Krock, A.L. Delgado, T. Krohn, J.E. Garzon Cardona, K. Katja Metfies, C. Lopez- Abbate, R. Silva & R. Lara (2018) Plankton multiproxy analyses in the Northern Patagonian Shelf, Argentina: Community structure, phycotoxins, and characterization of toxic Alexandrium strains. Frontiers in Marine Science 5: 1-21

Guinder V., C.Ferronato, A. Dogliotti, V. Segura & V. Lutz (2023) The phytoplankton of the Patagonian Shelf-Break Front (pp. 1–17)

Hallegraeff G.M., D.M. Anderson, C. Belin, M.D. Bottein, E. Bresnan, M. Chinain, H. Enevoldsen, M. Iwataki, B. Karlson, C. H. Mckenzie, I. Sunesen, G.C. Pitcher, P. Provoost, P., A. Richardson, L. Schweibold, P.A. Tester, V.L. Trainer, A.T. Yñiguez & A. Zingone, A (2021) Perceived global increase in algal blooms is attributable to intensified monitoring and emerging bloom impacts. Communications Earth & Environment 2. https://doi.org/10.1038/s43247-021-00178-8

He X., H. Liu, L. Long, J. Dong & S. Huang (2022) Acclimation and stress response of Prochlorococcus to low salinity. Frontiers in Microbiology 13: 1–12.

Hillebrand H., C.D. Dürselen, D. Kirschtel, U. Pollingher & T. Zohary (1999) Biovolume calculation for pelagic and benthic microalgae. Journal of Phycology 35: 403–424

Hobday A.J., & G.T. Pecl (2014) Identification of global marine hotspots : sentinels for change and vanguards for adaptation action. Review in Fish Biology and Fisheries 24: 415–425.

Hopes A., & T. Mock (2015) Evolution of Microalgae and Their Adaptations in Different Marine Ecosystems. ELS. John Wiley & Sons, 1–9. https://doi.org/10.1002/9780470015902

Jeffrey S.W., R.F. Mantoura & S.W. Wright (1997) Phytoplankton pigments in oceanography: guidelines to modern methods. París: UNESCO. 661 pp.

Jeffrey S. W., S. W. Wright & M. Zapata (2011) Microalgal classes and their signature pigments. En: Roy, S., C. A Llewellyn, E.S. England & G. Johnsen (eds) Phytoplankton Pigments: Characterization, Chemotaxonomy, and Application in Oceanography, Cambridge University Press, Cambridge, United Kingdom pp. 3-77

Kramer S. J. & D.A. Siegel (2019) How Can Phytoplankton Pigments Be Best Used to Characterize Surface Ocean Phytoplankton Groups for Ocean Color Remote Sensing Algorithms? Journal of Geophysical Research: Oceans 24(11). https://doi.org/10.1029/2019JC015604

Kramer S.J., D.A. Siegel & J.R. Graff (2020) Phytoplankton Community Composition Determined From Co-variability Among Phytoplankton Pigments From the NAAMES Field Campaign. Frontiers in Marine Science, 7: 1–15.

Latasa M., R. Scharek, X. A.G. Morán, A. Gutiérrez-Rodríguez, M. Emelianov, J. Salat, M. Vidal & M. Estrada (2022) Dynamics of phytoplankton groups in three contrasting situations of the open NW Mediterranean Sea revealed by pigment, microscopy, and flow cytometry analyses. Progress in Oceanography 201 https://doi.org/10.1016/j.pocean.2021.102737

Le Quere C., S.P Harrison, I.C.Prentice, E. T. Buitenhuis, O. Aumont, L. Bopp, H. Claustre, L. Cotrim Da Cunha, R. Geider, X. Giraud, C. Klaas, K.E. Kohfeld, L. Legendre, M. Manizza, T. Platt, R.B. Rivkin, S. Sathyendranath, J. Uitz, A. J. Watson & D. Wolf-Gladrow (2005) Ecosystem dynamics based on plankton functional types for global ocean biogeochemistry models. Global Change Biology 11: 2016–2040.

Lima C.R., C.R.B. Mendes, V.M. Tavano, A.M. Detoni & E.R. Secchi (2019) Chemotaxonomy-based mapping of phytoplankton communities in the subtropical Southwestern Atlantic Ocean, with emphasis on the marine cyanobacterium Trichodesmium. Progress in Oceanography 172: 77–88.

Liu H, L. Campbell, & M.R. Landry (1995) Growth and mortality rates of *Prochlorococcus* and *Synechococcus* measured with a selective inhibitor technique. Marine Ecology Progress Series 116: 277–287.

Lutz V.A., V. Segura, A.I Dogliotti, D.A. Gagliardini, A.A. Bianchi & C.F. Balestrini (2010) Primary production in the Argentine Sea during spring estimated by field and satellite models. Journal of Plankton Research 32(2): 181–195.

Machado I., M. Barreiro & D. Calliari (2013). Variability of chlorophyll- a in the Southwestern Atlantic from satellite images: Seasonal cycle and ENSO influences. Continental Shelf Research 53: 102-109.

Margalef R. (1978) Life-forms of phytoplankton as survival alternatives in an unstable environment. Oceanology Acta 1: 493–509

Martínez A., & L. Ortega (2007). Seasonal trends in phytoplankton biomass over the Uruguayan Shelf. Continental Shelf Research 27(12): 1747–1758.

Martínez A.& L. Ortega (2016). Comunidades fitoplanctónicas al NE de la Zona Común de Pesca Argentino-Uruguaya. Revista Del Frente Marítimo 24: 231–249.

Martinetto P., D. Alemany, F. Botto, M. Mastrangelo, V. Falabella, E. M. Acha, G. Antón, A. Bianchi, C. Campagna, Cañete, P. Filippo, O. Iribarne, P. Laterra, P. Martínez, R. Negri, R. A. Piola, S. I. Romero, D. Santos & M. Saraceno (2019) Linking the scientific knowledge on marine frontal systems with ecosystem services. Ambio 49(2): 541-556

Méndez S.& J.I.Carreto (2018) Harmful Algae Blooms in the Río de la Plata Region. En: Hoffmeyer M.S.,M.E. Sabatini, F.P. Brandini, D. Calliari & N.H. Santinelli (eds) Plankton Ecology of the Southwestern Atlantic, from the Subtropical to the Subantarctic Realm. ISBN Springer Book pp 477-493

Muelbert H., M. Acha, H. Mianzan, F. Ramı, V.M.T. Garcia & A. Berasategui (2008) Biological, physical and chemical properties at the Subtropical Shelf Front Zone in the SW Atlantic Continental Shelf. Continental Shelf Research 28: 1662–1673.

Negri R. M.G. Molinari, M. Carignan, L. Ortega, M.G. Ruiz, E. Cozzolino, A.D. Cucchi-Colleoni, V. Lutz, M Costagliola, A. García, S. Izzo, V. Jurquiza, A. Salomone, M. Odizzio, S. La Torre, M.C. Hozbor, S.R. Peressutti, S. Méndez, R. Silva, A. Martínez, G. Cepeda, M. Viñas, M. Díaz, M.Pájaro, B. Mattera, N. Montoya, C. Berghoff, E. Leonarduzzi (2016) Ambiente y Plancton en la Zona Común de Pesca Argentino-Uruguaya en un escenario de cambio climático (marzo, 2014). Revista Del Frente Marítimo 24: 251-316.

Ortega L., & A. Martínez (2007) Multiannual and Seasonal Variability of Water Masses and Fronts Over the Uruguayan Shelf. Journal of Coastal Research 233: 618–629.

Partensky F., W.R. Hess & D. Vaulot (1999) *Prochlorococcus*, a Marine Photosynthetic Prokaryote of Global Significance. Microbiology and Molecular Biology Reviews 63(1): 106–127.

Ramírez F.J., V. A. Guinder, C. Ferronato, B. Krock (2022) Increase in records of toxic phytoplankton and associated toxins in water samples in the Patagonian Shelf (Argentina) over 40 years of field surveys. Harmful Algae 118:102317.

Romero, S. I., A. R. Piola, M. Charo & C. A. Eiras Garcia (2006) Chlorophyll-a variability off Patagonia based on SeaWiFS data. Journal of Geophysical Research: Oceans 111(5). https://doi.org/10.1029/2005JC003244

Segura V., V. A. Lutz, A. Dogliotti, R. Silva, R. Negri, R. Akselman & H. Benavides (2013) Phytoplankton types and primary production in the Argentine Sea. Marine Ecology Progress Series 491: 15–31.

Shang X., L.H. Zhang & J. Zhang (2007). Prochlorococcus-like populations detected by flow cytometry in the fresh and brackish waters of the Changjiang Estuary. Journal of the Marine Biological Association of the United Kingdom 87(3): 643–648.

Sieburth J.M., V. Smetacek & J. R. LENZ (1978) Pelagic ecosystem structure: Heterotrophic compartments of the plankton and their relationship to plankton size fractions 1. Limnology and Oceanography 23(6):1256-1263.

Smayda T.J (2002). Turbulence, watermass stratification and harmful algal blooms: an alternative view and frontal zones as “pelagic seed banks”. Harmful Algae 1: 95-112.

Sun J. & D. Liu (2003) Geometric models for calculating cell biovolume and surface area for phytoplankton. Journal of Plankton Research 25: 1331–1346.

Uitz, J., H. Claustre, A. Morel & S. Hooker (2006) Vertical distribution of phytoplankton communities in open ocean: An assessment based on surface chlorophyll. Journal of Geophysical Research III(C08005): 1-23.

Utermöhl H (1958). Zur Vervollkommnung der quantitativen Phytoplankton Methodik. Mitteilungen der Internationalen Vereinigung für theoretische und angewandte Limnologie 9:1-38.

Vidussi F., H. Claustre, B.B. Manca, A. Luchetta, J.C. Marty (2001) Phytoplankton pigment distribution in relation to upper thermocline circulation in the eastern Mediterranean Sea during winter. Journal of Geophysical Research: Oceans 106(C9):19939-19956.

Wells M. L., Trainer, V.L., Smayda, T.J., Karlson, B.S.O., Trick, C. G., Kudela, R.M., Ishikawa, A., Bernard, S., Wulff, A., Anderson, D.M., & Cochlan, W.P. (2015). Harmful algal blooms and climate change: Learning from the past and present to forecast the future. Harmful Algae 49: 68–93.

Winder M. & Sommer. U. (2012). Phytoplankton response to a changing climate. Hydrobiologia 698(1): 5-16.

Worden A.Z., J.K. Nolan & B. Palenik (2004) Assessing the dynamics and ecology of marine picophytoplankton: The importance of the eukaryotic component. Limnology and Oceanography 49 (1): 168–179.

Wright S.W., & Shearer J.D. (1984). Rapid extraction and high-performance liquid chromatography of chlorophylls and carotenoids from marine phytoplankton. Journal of Chromatography 294: 281

Zapata M., F. Rodríguez, J.L. Garrido & F. Rodriguez (2000). Separation of chlorophylls and carotenoids from marine phytoplankton: a new HPLC method using a reversed phase C8 column and pyridine- containing mobile phases. Marine Ecology Progress Series 195: 29-45.

Este trabajo debe citarse como:

Martínez A., Silva R., Ruiz M.G., Montoya N., Molinari G. (2025). Distribución espacial del microplancton (<200 µm) autótrfo en la Zona Común de Pesca (ZCP) Argentino-Uruguaya durante diciembre de 2019. Contr. XIX Simposio Científico de la CTMFM – Colonia, Uruguay. Noviembre 2022. Frente Marítimo 27: 12- 21.