



UNIVERSIDAD PERUANA  
**CAYETANO HEREDIA**  
ESCUELA DE POSGRADO VÍCTOR ALZAMORA CASTRO

RELACIÓN ENTRE LA COMUNIDAD DEL  
FITOPLANCTON Y LA OXICLINA ASOCIADAS  
AL SISTEMA DE AFLORAMIENTO COSTERO  
DEL PERÚ

TESIS PARA OPTAR EL GRADO DE MAESTRO  
EN CIENCIAS DEL MAR

AUGUSTO EDUARDO FRANCO GARCÍA

LIMA – PERÚ

2017

JURADO EVALUADOR DE LA TESIS

Dr. Pedro Tapia Ormeño (Presidente)

Dr. Dimitri Gutiérrez Aguilar (Vocal)

Dr. Jorge Tam Málaga (Secretario)

ASESOR DE LA TESIS

Dra. Ivonne Montes Torres

## **AGRADECIMIENTOS**

Mis agradecimientos para el Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONCYTEC), la Universidad Peruana Cayetano Heredia (UPCH) y el Instituto del Mar del Perú (IMARPE) por la colaboración para la realización de la tesis.

Un agradecimiento especial para mi asesora, la Dra. Ivonne Montes, por todo su apoyo brindado y sobre todo su paciencia durante todo el proceso de desarrollo de la tesis.

A la MSc Sonia Sánchez y todos los integrantes del Laboratorio de Fitoplancton y Producción Primaria del IMARPE (Elcira Delgado, Flor Chang, Nelly Jacobo, Avy Bernales, José Mendoza, Carmen Gonzáles, Nataly Claros y Liz Romero) por todos los consejos, amistad y apoyo brindados.

A mi co-asesor el Dr. Aurélien Paulmier, quien me invitó a participar del Proyecto AMOP, proyecto en el cual se desarrolló el marco de la presente tesis. Además de sus consejos, apoyo y paciencia brindados para la elaboración de la tesis.

Al Institut Méditerranéen d'Océanologie (MIO), en especial a la Plate-forme Régionale de Cytométrie pour la Microbiologie (PRECYM) y su equipo de profesionales (Gérald Gregori, Aude Barani y Mathilde Dugenne) por su gran hospitalidad y su apoyo para parte de los análisis realizados en este trabajo.

A todos mis compañeros de la Maestría de Ciencias del Mar por su gran apoyo, consejos, opiniones y su amistad.

Un agradecimiento especial para la Dra. Noemí Ochoa, la cual fue mi profesora en la Universidad Nacional Mayor de San Marcos. Con ella inicié mis prácticas en fitoplancton y luego me llevó al IMARPE para poder continuar con las investigaciones en este campo.

Finalmente, agradezco a mis padres por todo su apoyo brindado para poder desarrollarme académicamente, así como a mi hermano por su compañía.

## RESUMEN

Las Zonas de Mínima de Oxígeno (ZMO) tienen un papel clave sobre la evolución del clima y el funcionamiento de los ecosistemas. La ZMO está mantenida por procesos físicos y biogeoquímicos, e.g.: consumo de oxígeno por la respiración bacteriana y descomposición de materia orgánica producida por actividad fotosintética del fitoplancton. En particular, la parte superior de la misma conocida como oxiclina esta fundamentalmente involucrada en su mantenimiento, ya que está sometida a mecanismos de ventilación con las capas superficiales oxigenadas y presenta una fuerte demanda de O<sub>2</sub>. La investigación tuvo como objetivo explorar los procesos biogeoquímicos que mantienen la ZMO a través de la descripción de la estructura y distribución del fitoplancton y de las bacterias heterótrofas en relación a la oxiclina. Para esto se analizaron los datos observacionales del Crucero Oceanográfico AMOP (Actividades de investigación dedicadas a la Mínima de Oxígeno en el Pacífico este) realizado durante el verano de 2014, frente a Perú (7 – 15°S), desde la costa hasta las 100 millas. Se estudiaron las características de la oxiclina (concentración de oxígeno, gradiente, profundidad y espesor), complementadas con toma de muestras de fitoplancton y bacterias heterótrofas, además de parámetros fisicoquímicos. No se observó una relación significativa de la abundancia o contribución de carbono fitoplanctónica con el gradiente de oxígeno en la oxiclina, ni con la profundidad o espesor de la misma. Sin embargo, hay una relación significativa entre la concentración de O<sub>2</sub> en la oxiclina y la abundancia y contribución de carbono del fitoplancton (particularmente con el nano y picofitoplancton). No hay un acoplamiento entre nano/pico fitoplancton con el microfitoplancton, sugiriendo un sistema de producción regenerado (involucrando el nano y picofitoplancton) y un sistema de producción nuevo involucrando el micro-fitoplancton y probablemente eventos de surgencia.

Palabras clave: Zona de Mínima de Oxígeno (ZMO), oxiclina, fitoplancton, bacterias heterótrofas, gradiente de oxígeno en la oxiclina, contribución de carbono.

## **ABSTRACT**

Oxygen Minimum Zones (OMZs) play a key role in climate change and the functioning of ecosystems. The OMZ is maintained by physical and biogeochemical processes, e.g.: Oxygen consumption by bacterial respiration and decomposition of organic matter produced by photosynthetic activity of phytoplankton. Particularly, the top part known as oxycline is fundamentally involved in its maintenance, since it is subjected to ventilation mechanisms with oxygenated surface layers and presents a strong demand for O<sub>2</sub>. The objective of the research was to explore the biogeochemical processes that maintain the OMZ by describing the structure and distribution of phytoplankton and heterotrophic bacteria in relation to the oxycline. We analyzed the observational data of the Oceanographic Cruise AMOP (Research activities dedicated to the Minimal Oxygen in the Eastern Pacific) realized during the summer of 2014, against Peru (7 - 15 ° S), from the coast to 100 miles. Oxycline characteristics (oxygen concentration, gradient, depth and thickness) were studied, complemented with phytoplankton and heterotrophic bacteria samples, as well as physicochemical parameters. There was no significant relationship of the abundance or contribution of phytoplankton carbon with the oxygen gradient in the oxycline, or with the depth or thickness of the oxycline. However, there is a significant relationship between the concentration of O<sub>2</sub> in the oxycline and the abundance and carbon contribution of phytoplankton (particularly with nano and pico-phytoplankton). There is no coupling between nano / pico phytoplankton and microphytoplankton, suggesting a regenerated production system (involving nano and picophytoplankton) and a new production system involving microphytoplankton and probably upwelling events.

**Key words:** Oxygen Minimum Zone (OMZ), oxycline, phytoplankton, heterotrophic bacteria, oxygen gradient, carbon contribution.

## TABLA DE CONTENIDOS

1. INTRODUCCIÓN.....	1
2. PLANTEAMIENTO DE LA INVESTIGACIÓN.....	4
2.1 Planteamiento del problema.....	4
2.2 Marco teórico.....	6
2.3 Justificación del estudio.....	15
2.4 Objetivos.....	17
2.4.1 Objetivo general.....	17
2.4.2 Objetivos específicos.....	17
2.5 Hipótesis.....	17
3. METODOLOGÍA.....	18
3.1 Delimitación y diseño del estudio .....	18
3.2 Operacionalización de las variables.....	20
3.3 Población.....	21
3.4 Muestra.....	21
3.5 Procedimientos y técnicas.....	21
3.6 Cálculo del gradiente, profundidad y espesor de la oxiclina.....	28
3.7 Análisis estadísticos.....	31
4. RESULTADOS .....	33
4.1 Abundancia y Contribución de carbono de los grupos fitoplanctónicos y abundancia bacteriana .....	33
4.1.1 Distribución de la abundancia y contribución de carbono de microfitoplancton... 33	
4.1.2 Caso particular de nanofitoplancton y picofitoplancton para 8 estaciones..... 39	
a. Abundancia de nanofitoplancton..... 39	
b. Contribución de carbono de nanofitoplancton..... 43	
c. Abundancia de picofitoplancton..... 45	

d. Contribución de carbono de picofitoplancton.....	50
e. Abundancia de Fitoplancton total.....	53
f. Contribución de carbono de Fitoplancton total.....	57
g. Análisis comunitario de Fitoplancton.....	60
h. Bacterias heterótrofas.....	63
4.2 Características de la Oxiclina (Intensidad del gradiente, Profundidad y concentración de oxígeno).....	67
4.3 Relación entre los grupos de fitoplancton y las características de la oxiclina.....	76
4.3.1 Relación entre el gradiente de oxígeno en la oxiclina, profundidad y espesor de la oxiclina y los grupos de fitoplancton.....	76
4.3.2 Relación entre los grupos de fitoplancton y parámetros fisicoquímicos....	84
5. DISCUSIÓN.....	88
5.1 Condiciones fisicoquímicas en el área de estudio.....	88
5.2 Distribución de la abundancia y contribución de carbono de fitoplancton y la abundancia de bacterias heterótrofas.....	92
5.3 Condiciones fisicoquímicas y su relación con la composición de la comunidad del fitoplancton y bacterias heterótrofas.....	100
5.4 Relación entre el gradiente de oxígeno en la oxiclina, profundidad y espesor de la oxiclina, concentración de oxígeno en la oxiclina y la contribución de carbono del fitoplancton y la abundancia de bacterias heterótrofas.....	103
6. CONCLUSIONES.....	106
7. RECOMENDACIONES.....	108
8. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	109
9. ANEXOS.....	118

## LISTA DE TABLAS

Tabla 1. Variables biológicas y ambientales.....	20
Tabla 2. Grupos y géneros de fitoplancton y factores de conversión a contribución de carbono.....	24
Tabla 3. Distribución porcentual de los 4 grupos de Microfitoplancton para 22 estaciones y 5 profundidades del proyecto AMOP. Enero – Febrero 2014.....	33
Tabla 4. Distribución porcentual de la contribución de carbono de los 4 grupos de Microfitoplancton para 22 estaciones y 5 profundidades del proyecto AMOP. Enero – Febrero 2014.....	36
Tabla 5. Distribución porcentual de la abundancia de los 2 géneros de picofitoplancton para 9 estaciones y las 10 profundidades muestreadas del proyecto AMOP. Enero – Febrero 2014.....	45
Tabla 6. Distribución porcentual de la contribución de carbono de los 2 géneros de picofitoplancton para 8 estaciones muestreadas del proyecto AMOP. Enero – Febrero 2014.....	50
Tabla 7. Distribución porcentual de la abundancia de los 4 grupos de microfitoplancton, nanofitoplancton y los 2 géneros de picofitoplancton para 8 estaciones del proyecto AMOP. Enero – Febrero 2014.....	53
Tabla 8. Distribución porcentual de la contribución de carbono de los 4 grupos de microfitoplancton, nanofitoplancton y los dos géneros de picofitoplancton para 8 estaciones del proyecto AMOP. Enero – Febrero 2014.....	57
Tabla 9. Correlación de rango de Spearman entre el gradiente de oxígeno, profundidad y concentración de oxígeno en la oxiclina y Contribución de carbono de	

microfitoplancton. Correlación significativa ( $p \leq 0.05$ ).....	77
Tabla 10. Correlación de rango de Spearman entre el gradiente de oxígeno, profundidad y concentración de oxígeno en la oxiclina y la abundancia de nanofitoplancton y picofitoplancton. Correlación significativa ( $p \leq 0.05$ ).....	79
Tabla 11. Correlación de rango de Spearman entre el gradiente de oxígeno, profundidad y concentración de oxígeno en la oxiclina y la contribución de carbono de fitoplancton y la abundancia de bacterias heterótrofas. Correlación significativa ( $p \leq 0.05$ ).....	82
Tabla 12. Correlaciones entre la abundancia ( $N^{\circ} \text{células.L}^{-1}$ ) y contribución de carbono ( $\text{pgC.células}^{-1}/\text{L}$ ) de microfitoplancton y parámetros fisicoquímicos (temperatura, salinidad, concentración de oxígeno, fluorescencia, turbidez, luz). Correlación significativa ( $p \leq 0.05$ ).....	85
Tabla 13. Correlaciones entre la abundancia ( $N^{\circ} \text{células.L}^{-1}$ ) y contribución de carbono ( $\text{pgC.células}^{-1}/\text{L}$ ) de nanofitoplancton y picofitoplancton y abundancia bacteriana ( $N^{\circ} \text{células.L}^{-1}$ ) y parámetros fisicoquímicos (temperatura, salinidad, concentración de oxígeno). Correlación significativa ( $p \leq 0.05$ ).....	86
Tabla 14. Correlaciones entre la abundancia ( $N^{\circ} \text{células.L}^{-1}$ ) y contribución de carbono ( $\text{pgC.células}^{-1}/\text{L}$ ) de nanofitoplancton y picofitoplancton y abundancia bacteriana ( $N^{\circ} \text{células.L}^{-1}$ ) y parámetros fisicoquímicos (fluorescencia, turbidez, luz). Correlación significativa ( $p \leq 0.05$ ).....	87

## LISTA DE FIGURAS

Fig. 1. Perfil vertical de oxígeno característico de una ZMO mostrando su estructura: superficie, oxiclina, núcleo y LOG. Gráfico modificado de Fuenzalida et al. (2009).....	2
Fig. 2. Procesos biogeoquímicos por parte del fitoplancton y bacterias heterótrofas en la oxiclina.....	5
Fig. 3. Principales zonas de afloramiento frente a Perú. Gráfico tomado de Instituto del Mar del Perú (elaborado por Carbajal W. (2011)).....	8
Fig. 4. Perfiles de distribución vertical de nitratos, fosfatos y silicatos en diferentes zonas del Perú. Gráfico tomado de Graco (2007).....	10
Fig. 5. Ciclo del nitrógeno en la ZMO del Perú. Gráfico tomado de Lam (2009)....	11
Fig. 6. Clasificación del fitoplancton de acuerdo a sus dimensiones. Gráfico tomado de Reynolds (2006).....	14
Figura 7. Carta de posiciones del crucero AMOP en el mar peruano realizado en el verano de 2014 con las estaciones de muestreo (puntos rojos) y la isóbata de 200m (línea negra).....	19
Fig. 8. Cálculo de gradiente de oxígeno en la estación 12 del proyecto AMOP. Enero – Febrero 2014.....	29
Figura 1R. Distribución horizontal de la máxima abundancia (células.L <sup>-1</sup> ) de microfitoplancton.....	34
Figura 2R. Contribución porcentual de la abundancia de los 4 grupos de Microfitoplancton.....	35
Figura 3R. Distribución horizontal de la máxima contribución de carbono	

(pgC.célula <sup>-1</sup> /L) de microfitoplancton.....	37
Figura 4R. Contribución porcentual de la contribución de carbono de Microfitoplancton.....	38
Figura 5R. Distribución horizontal de la máxima abundancia (células.L <sup>-1</sup> ) de nanofitoplancton.....	40
Figura 6R. Secciones verticales de Abundancia de nanofitoplancton (células.L <sup>-1</sup> ). Zonas (a) norte, (b) centro y (c) sur. ....	41
Figura 7R. Secciones verticales de Abundancia de nanofitoplancton (células.L <sup>-1</sup> ). Zonas (a) Costera y (b) oceánica (costa afuera).....	42
Figura 8R. Distribución horizontal de la máxima contribución de carbono de nanofitoplancton.....	44
Figura 9R. Distribución horizontal de la máxima abundancia (células.L <sup>-1</sup> ) de picofitoplancton.....	46
Figura 10R. Contribución porcentual de la abundancia de los 2 géneros de picofitoplancton. ....	47
Figura 11R. Secciones verticales de Abundancia de picofitoplancton (células.L <sup>-1</sup> ). Zonas norte, centro y sur.....	48
Figura 12R. Secciones verticales de Abundancia de picofitoplancton (N°células.L <sup>-1</sup> ). Zonas Costera y oceánica (costa afuera).....	49
Figura 13R. Distribución horizontal de la máxima contribución de carbono de picofitoplancton.....	51
Figura 14R. Contribución porcentual de la contribución de carbono de los 2 géneros de picofitoplancton.....	52

Figura 15R. Secciones verticales de Abundancia de fitoplancton total (células.L <sup>-1</sup> ) en la oxiclina. Zonas norte, centro y sur.....	55
Figura 16R. Secciones verticales de Abundancia de fitoplancton total (células.L <sup>-1</sup> ). Zonas Costera y oceánica (costa afuera).....	56
Figura 17R. Distribución horizontal de la máxima contribución de carbono de fitoplancton total.....	58
Figura 18R. Contribución porcentual de la contribución de carbono de los 4 grupos de microfitoplancton, nanofitoplancton y los 2 géneros de picofitoplancton.....	59
Figura 19R. Análisis de clasificación jerárquica (CLUSTER) con índice de similitud de Bray-Curtis para la abundancia de fitoplancton total de 8 estaciones a 10 metros de profundidad del proyecto AMOP. Enero – Febrero 2014.....	60
Figura 20R. Distribución horizontal del Análisis de clasificación jerárquica (CLUSTER) para la abundancia de fitoplancton total de 8 estaciones a 10 metros de profundidad del proyecto AMOP. Enero – Febrero 2014.....	61
Figura 21R. Distribución horizontal de la máxima abundancia (células.L <sup>-1</sup> ) bacteriana.....	63
Figura 22R. Secciones verticales de Abundancia de bacterias heterótrofas (células.L <sup>-1</sup> ) en la oxiclina. Zonas norte, centro y sur.....	65
Figura 23R. Secciones verticales de Abundancia de bacterias heterótrofas (N°células.L <sup>-1</sup> ). Zonas Costera y oceánica (costa afuera).....	66
Figura 24R. Secciones verticales de Concentración de oxígeno (μmol.Kg <sup>-1</sup> ) en la oxiclina. Zonas norte, centro y sur.....	68
Figura 25R. Secciones verticales de Concentración de oxígeno (μmol.Kg <sup>-1</sup> ) en la oxiclina. Zonas Costera y oceánica (costa afuera).....	69
Figura 26Ra. Concentración de oxígeno (μmol.Kg <sup>-1</sup> ) en la oxiclina para las estaciones	

2, 3,4 y 5 hasta 100 m de profundidad. ....	70
Figura 26Rb. Concentración de oxígeno ( $\mu\text{mol.Kg}^{-1}$ ) en la oxiclina para las estaciones 8, 10,11 y 13 hasta 100 m de profundidad. ....	71
Figura 26Rc. Concentración de oxígeno ( $\mu\text{mol.Kg}^{-1}$ ) en la oxiclina para las estaciones 14, 15,17 y 19 hasta 100 m de profundidad. ....	72
Figura 26Rd. Concentración de oxígeno ( $\mu\text{mol.Kg}^{-1}$ ) en la oxiclina para las estaciones 21, 25,26 y 27 hasta 100 m de profundidad. ....	73
Figura 26Re. Concentración de oxígeno ( $\mu\text{mol.Kg}^{-1}$ ) en la oxiclina para las estaciones 28, 29,30 y 31 hasta 100 m de profundidad. ....	74
Figura 27R. Distribución horizontal de: (a) Gradiente máximo ( $\mu\text{mol.Kg}^{-1}/\text{m}$ ), (b) Profundidad media de la oxiclina (m), (c) Espesor de la oxiclina (m).....	75
Figura 28R. Gradiente de oxígeno ( $\mu\text{mol.Kg}^{-1}/\text{m}$ ) vs contribución de carbono de microfitoplancton ( $\text{pgC.célula}^{-1}/\text{L}$ ).....	78
Figura 29Ra. Gradiente de oxígeno ( $\mu\text{mol.Kg}^{-1}/\text{m}$ ) vs contribución de carbono de nanofitoplancton ( $\text{pgC.célula}^{-1}/\text{l}$ ).....	80
Figura 29Rb. Gradiente de oxígeno ( $\mu\text{mol.Kg}^{-1}/\text{m}$ ) vs contribución de carbono de picofitoplancton ( $\text{pgC.célula}^{-1}/\text{l}$ ).....	80
Figura 30R. Gradiente de oxígeno ( $\mu\text{mol.Kg}^{-1}/\text{m}$ ) vs abundancia de bacterias heterótrofas ( $\text{N}^{\circ}\text{células.L}^{-1}$ ).....	83

## **LISTA DE ANEXOS**

- A1. Abundancia de microfitoplancton a 10 m de profundidad.
- A2. Abundancia de nanofitoplancton a 0 - 4 m de profundidad.
- A3. Abundancia de grupos de picofitoplancton a 0 – 4 m de profundidad.
- A4. Perfiles verticales de temperatura (°C) para las estaciones de muestreo (1,2,3,4,5,6,7,8,9,10,11,12,13,14,15,16,17,18) del proyecto AMOP. Enero – Febrero 2014. (Las escalas de los ejes están ajustadas para cada estación)
- A5. Perfiles verticales de temperatura (°C) para las estaciones de muestreo (19,20,21,22,23,24,25,26,27,28,29,30,31,32,34,35 y 36) del proyecto AMOP. Enero – Febrero 2014. (Las escalas de los ejes están ajustadas para cada estación).
- A6. Perfiles verticales de salinidad para las estaciones de muestreo (1,2,3,4,5,6,7,8,9,10,11,12,13,14,15,16,17,18) del proyecto AMOP. Enero - Febrero 2014. (Las escalas de los ejes están ajustadas para cada estación).
- A7. Perfiles verticales de salinidad para las estaciones de muestreo (19,20,21,22,23,24,25,26,27,28,29,30,31,32,34,35 y 36) del proyecto AMOP. Enero - Febrero 2014. (Las escalas de los ejes están ajustadas para cada estación).
- A8. Perfiles verticales de la concentración de oxígeno disuelto ( $\mu\text{mol.Kg}^{-1}$ ) para las estaciones de muestreo (1,2,3,4,5,6,7,8,9,10,11,12,13,14,15,16,17,18) del proyecto AMOP. Enero - Febrero 2014. (Las escalas de los ejes están ajustadas para cada estación).
- A9. Perfiles verticales de la concentración de oxígeno disuelto ( $\mu\text{mol.Kg}^{-1}$ ) para las estaciones de muestreo (19,20,21,22,23,24,25,26,27,28,29,30,31,32,34,35 y 36) del proyecto AMOP. Enero - Febrero 2014. (Las escalas de los ejes están ajustadas para

cada estación).

A10. Perfiles verticales de la concentración de oxígeno disuelto en la oxiclina ( $\mu\text{mol.Kg}^{-1}$ ) para las estaciones (2,3,4,5,6,7,11,12,13,14,16,18,19,20,25,27,28 y 30) de muestreo del proyecto AMOP. Enero - Febrero 2014. (Las escalas de los ejes están ajustadas para cada estación).

A11. Perfiles verticales de fluorescencia ( $\text{mg.m}^{-3}$ ) para las estaciones de muestreo(1,2,3,4,5,6,7,8,9,10,11,12,13,14,15,16,17,18) del proyecto AMOP. Enero - Febrero 2014. (Las escalas de los ejes están ajustadas para cada estación).

A12. Perfiles verticales de fluorescencia ( $\text{mg.m}^{-3}$ ) para las estaciones de muestreo(19,20,21,22,23,24,25,26,27,28,29,30,31,32,34,35 y 36) del proyecto AMOP. Enero - Febrero 2014. (Las escalas de los ejes están ajustadas para cada estación).

A13. Perfiles verticales de turbidez (%) para las estaciones de muestreo(1,2,3,4,5,6,7,8,9,10,11,12,13,14,15,16,17,18) del proyecto AMOP. Enero - Febrero 2014. (Las escalas de los ejes están ajustadas para cada estación).

A14. Perfiles verticales de turbidez (%) para las estaciones de muestreo(19,20,21,22,23,24,25,26,27,28,29,30,31,32,34,35 y 36) del proyecto AMOP. Enero - Febrero 2014. (Las escalas de los ejes están ajustadas para cada estación).

A15. Perfiles verticales de luz incidente (%) para las estaciones de muestreo(1,2,3,4,5,6,7,8,9,10,11,12,13,14,15,16,17,18) del proyecto AMOP. Enero - Febrero 2014. (Las escalas de los ejes están ajustadas para cada estación).

A16. Perfiles verticales de luz incidente (%) para las estaciones de

muestreo(19,20,21,22,23,24,25,26,27,28,29,30,31,32,34,35 y 36) del proyecto AMOP. Enero - Febrero 2014. (Las escalas de los ejes están ajustadas para cada estación).

A17. Perfiles verticales de la extensión de la capa eufótica y luz incidente (%) para las estaciones (1,2,3,4,5,7,8,10 y 11) de muestreo del proyecto AMOP. Enero - Febrero 2014. (Las escalas de los ejes están ajustadas para cada estación).

A18. Perfiles verticales de la extensión de la capa eufótica y luz incidente (%) para las estaciones (13,14,15,16,17,,18,19,20,21,22,23,24, 25,26 ,28,30,32 y 36) de muestreo del proyecto AMOP. Enero - Febrero 2014. (Las escalas de los ejes están ajustadas para cada estación).

A19. Distribución horizontal de: (a) Temperatura máxima (°C), (b) Salinidad máxima.

A20. Distribución horizontal de: (a) Fluorescencia máxima (mg.m-3), (b) Turbidez máxima (%), (c) Luz incidente máxima (%)

A21. Análisis cuantitativo de microfitoplancton (N°Cél.L-1) del proyecto AMOP. Enero - Febrero 2014.

A22. Análisis cuantitativo de nanofitoplancton y picofitoplancton (N°Cél.L-1) y bacterias heterótrofas (N°cel.L-1) del proyecto AMOP. Enero - Febrero 2014.

A23. Mediciones para cálculo de biovolumen de diatomeas ( $\mu\text{m}$ ) del proyecto AMOP. Enero - Febrero 2014.

A24. Mediciones para cálculo de biovolumen de dinoflagelados ( $\mu\text{m}$ ) del proyecto AMOP. Enero - Febrero 2014.

A25. Mediciones para cálculo de biovolumen de silicoflagelados ( $\mu\text{m}$ ) del proyecto

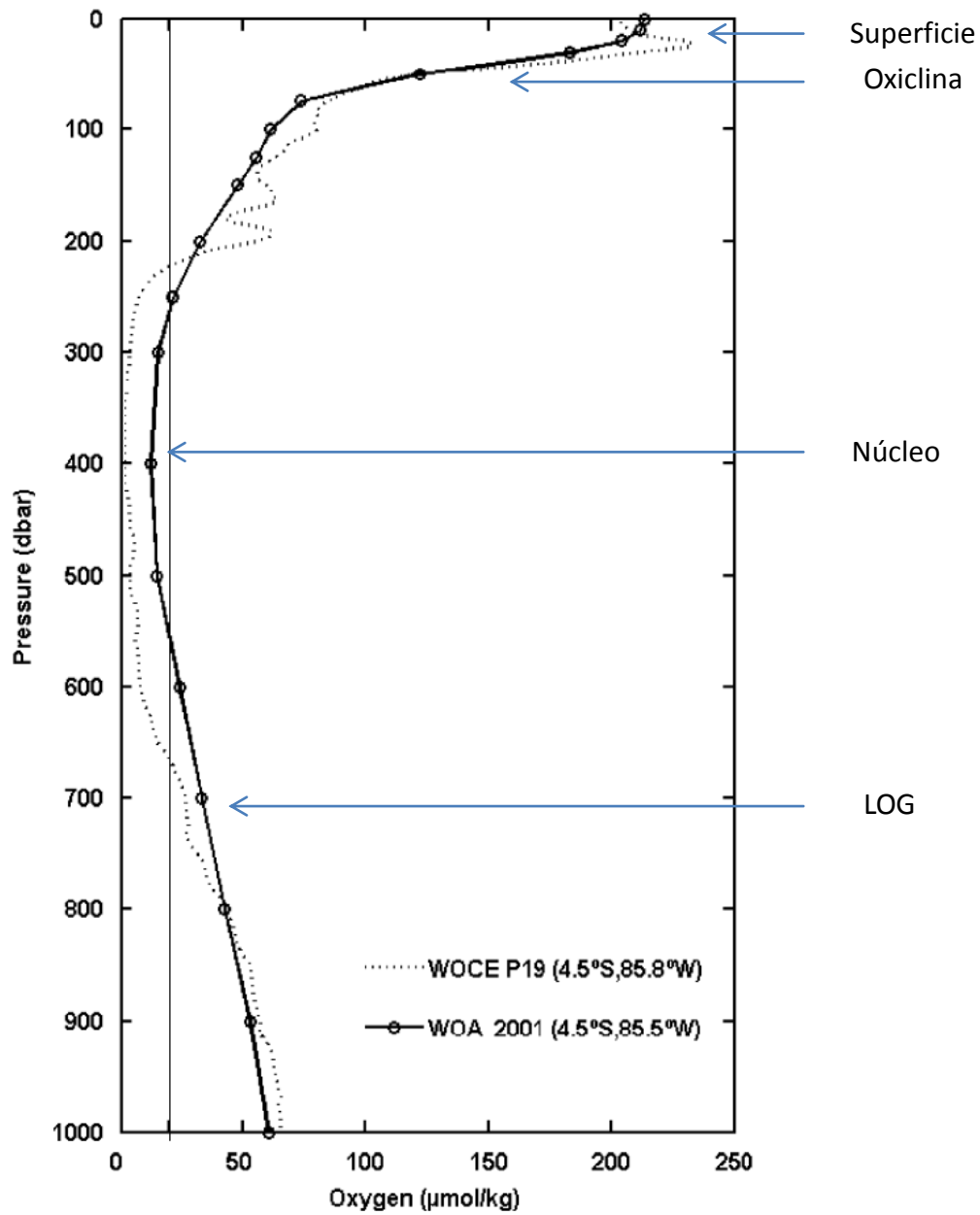
AMOP. Enero - Febrero 2014.

A26. Mediciones para cálculo de biovolumen de fitoflagelados ( $\mu\text{m}$ ) del proyecto

AMOP. Enero - Febrero 2014.

## 1. INTRODUCCIÓN

El oxígeno disuelto ( $O_2$ ) juega un rol clave en la estructuración y el funcionamiento de los ecosistemas marinos, además de controlar la distribución espacial y temporal de todos los organismos marinos: desde microorganismos y zooplancton, hasta calamares, peces e indirectamente mamíferos y aves marinas. Como otras variables en el océano, la disponibilidad de oxígeno varía con la profundidad. La luz solar incide sobre la capa epipelágica (superficie) del océano y permite el desarrollo de la fotosíntesis del fitoplancton (producción primaria), lo que lleva simultáneamente a la producción de  $O_2$  en la zona eufótica y a la exportación de la materia orgánica producida hacia zonas de mayor profundidad. Por debajo de la zona eufótica, la respiración microbiana consume  $O_2$ , causando la disminución de este. En particular, en algunas zonas débilmente ventiladas en  $O_2$ , asociadas a una circulación de agua intermediaria lenta, la respiración microbiana estimulada por una producción de moderada a elevada en la zona fótica consume  $O_2$  en cantidades suficientemente importantes para formar zonas de bajo nivel de  $O_2$  en estado permanente en la columna de agua. Estas zonas, en las cuales el  $O_2$  cae a concentraciones muy bajas ( $<20 \mu\text{mol/L}$ ) induciendo un gradiente vertical de  $O_2$  extremo se denominan Zonas de Mínima de Oxígeno (ZMO) (Cline y Richards, 1972), caracterizadas por una estructura vertical común con la oxiclina en el límite superior, donde se desarrolla un gradiente de oxígeno fuerte; el núcleo (CORE), con una deficiencia en oxígeno muy alta; y un gradiente bajo de oxígeno (LOG), siendo la capa límite inferior de la ZMO. (Paulmier y Ruiz-Pino 2008).



*Fig. 1. Perfil vertical de oxígeno característico de una ZMO mostrando su estructura: superficie, oxiclina, núcleo y LOG. Gráfico modificado de Fuenzalida et al. (2009).*

Una de las ZMO más someras e intensas se desarrolla en el Pacífico Sudoriental frente a las costas de Perú y a la zona norte de Chile, la cual está asociada al Sistema de Afloramiento de la Corriente de Humboldt conocido por ser considerado uno de los sistemas más productivos del mundo. Si nos referimos al Sistema de afloramiento peruano, la producción primaria puede alcanzar valores entre 3 y 4 g C m<sup>-2</sup> d<sup>-1</sup> desde costa hasta los 100 km mar afuera (Calienes et al., 1985 y Chávez et al., 1989). Esta alta productividad, resultado de la alta disponibilidad de nutrientes en superficie transportados desde aguas profundas mediante el afloramiento costero, es representada por la abundancia de los diferentes grupos fitoplanctónicos y está asociada a una comunidad microbiana intensa (Pan, 2007). Ello se evidencia en los estudios en la zona Norte de Chile los cuales relacionan una intensa actividad microbiana a procesos biogeoquímicos en las ZMO (Ulloa, 2012). Si nos referimos a los niveles de O<sub>2</sub>, trabajos anteriores señalan que existe una relación directa entre la concentración y distribución de O<sub>2</sub> en la columna de agua con respecto a la abundancia y actividad fitoplanctónica (Zuta y Guillén, 1970; Reynolds, 2006). Sin embargo, se desconoce la relación entre la comunidad fitoplanctónica y bacteriana sobre la intensidad del gradiente de oxígeno desarrollado en la oxiclina. Por lo tanto, el objetivo de la presente tesis es evaluar el impacto de los grupos de fitoplancton y de la comunidad bacteriana a los cambios en el gradiente de oxígeno desarrollado en la oxiclina. Para ello, haciendo uso de los datos biológicos y físicos colectados durante el crucero oceanográfico AMOP para el verano del 2014, se realiza la identificación de grupos funcionales, se analizan las variables ambientales y se aplican criterios estadísticos para explorar una relación entre ellos.

## **2. PLANTEAMIENTO DE LA INVESTIGACIÓN**

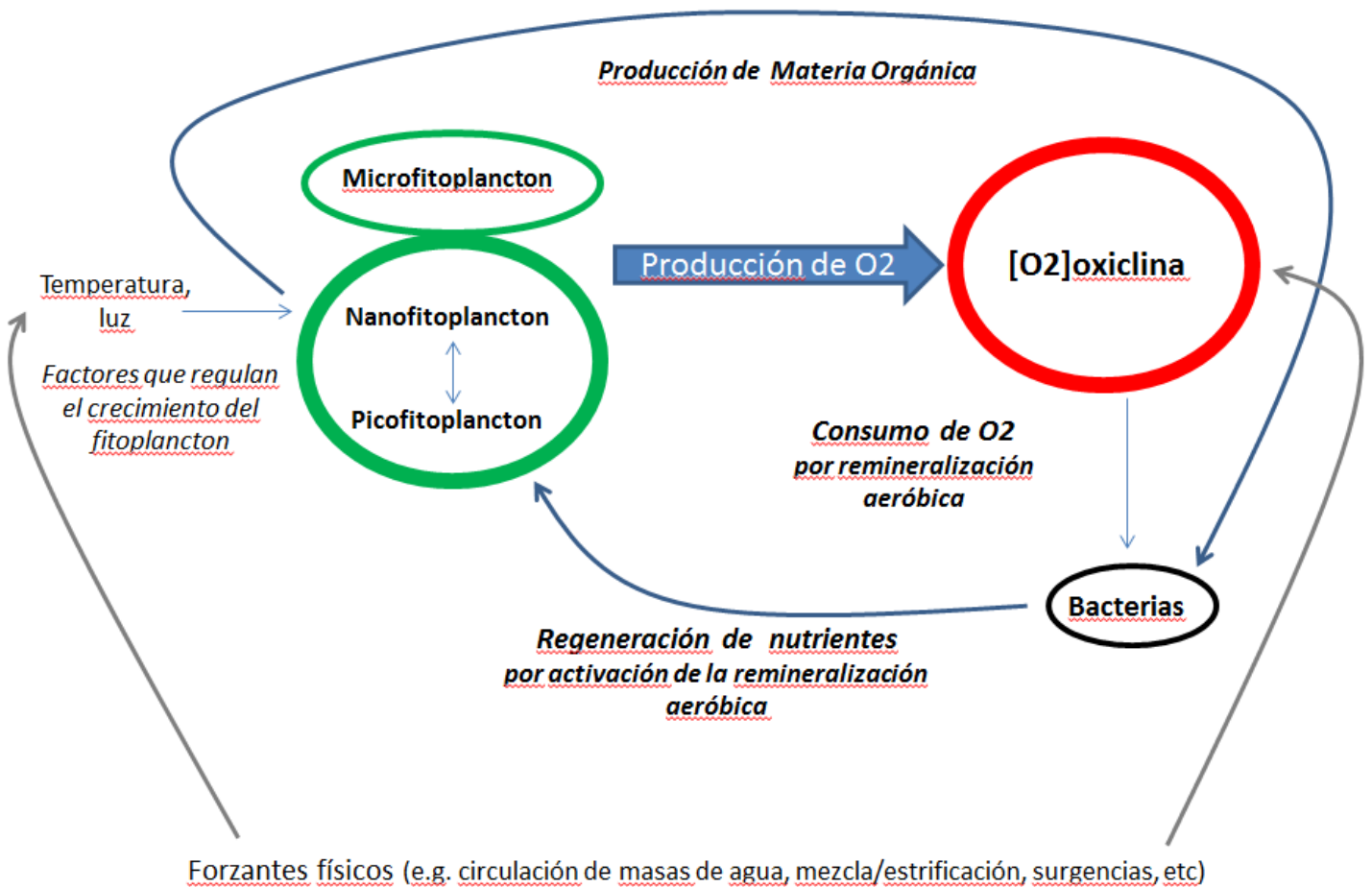
### **2.1 Planteamiento del problema**

Estudios anteriores señalan que la ZMO está mantenida por procesos físicos y biogeoquímicos (Paulmier, 2006). Cerca de las zonas costeras los procesos biogeoquímicos parecen ser más importantes que los físicos debido a la intensidad de los procesos biológicos, los cuales son gatillados por el mecanismo físico del afloramiento costero (Montes, 2014). Unos de estos procesos biológicos son la actividad fotosintética por parte del fitoplancton y la descomposición de materia orgánica por la respiración bacteriana (Ulloa, 2012). Sin embargo se sabe muy poco del impacto de la moderada a intensa productividad sobre el mantenimiento de estas zonas (Paulmier, 2006). Evidencia de ello, es la poca literatura disponible respecto a la relación de la actividad biogeoquímica con los cambios en el gradiente de oxígeno desarrollados en la oxiclina, ya que esta zona es considerada como pieza clave al estar sometida a mecanismos de ventilación con las capas superficiales y presentar un fuerte consumo de oxígeno. Es por esto, que el objetivo de este estudio es determinar la influencia del fitoplancton en el gradiente de oxígeno desarrollado en la oxiclina del sistema de afloramiento de Perú.

#### **PREGUNTA CENTRAL**

¿En qué medida los grupos de fitoplancton influyen en el gradiente de oxígeno desarrollado en la oxiclina del sistema de afloramiento costero peruano?

La oxiclina es una pieza clave de la ZMO, debido a que es una zona de coexistencia de procesos biogeoquímicos con producción y consumo de oxígeno. La actividad fotosintética del fitoplancton contribuye directamente con la producción de oxígeno e indirectamente con la contribución de materia orgánica, la cual es remineralizada por la actividad bacteriana consumiendo O<sub>2</sub>. Producto de esta remineralización se da la regeneración de nutrientes, los cuales pueden ser nuevamente aprovechados por el fitoplancton para su desarrollo.



**Fig. 2. Procesos biogeoquímicos por parte del fitoplancton y bacterias heterótrofas en la oxiclina.**

## 2.2 Marco teórico

### **Distribución de la concentración de oxígeno y Zona de Mínima de**

#### **Oxígeno (ZMO)**

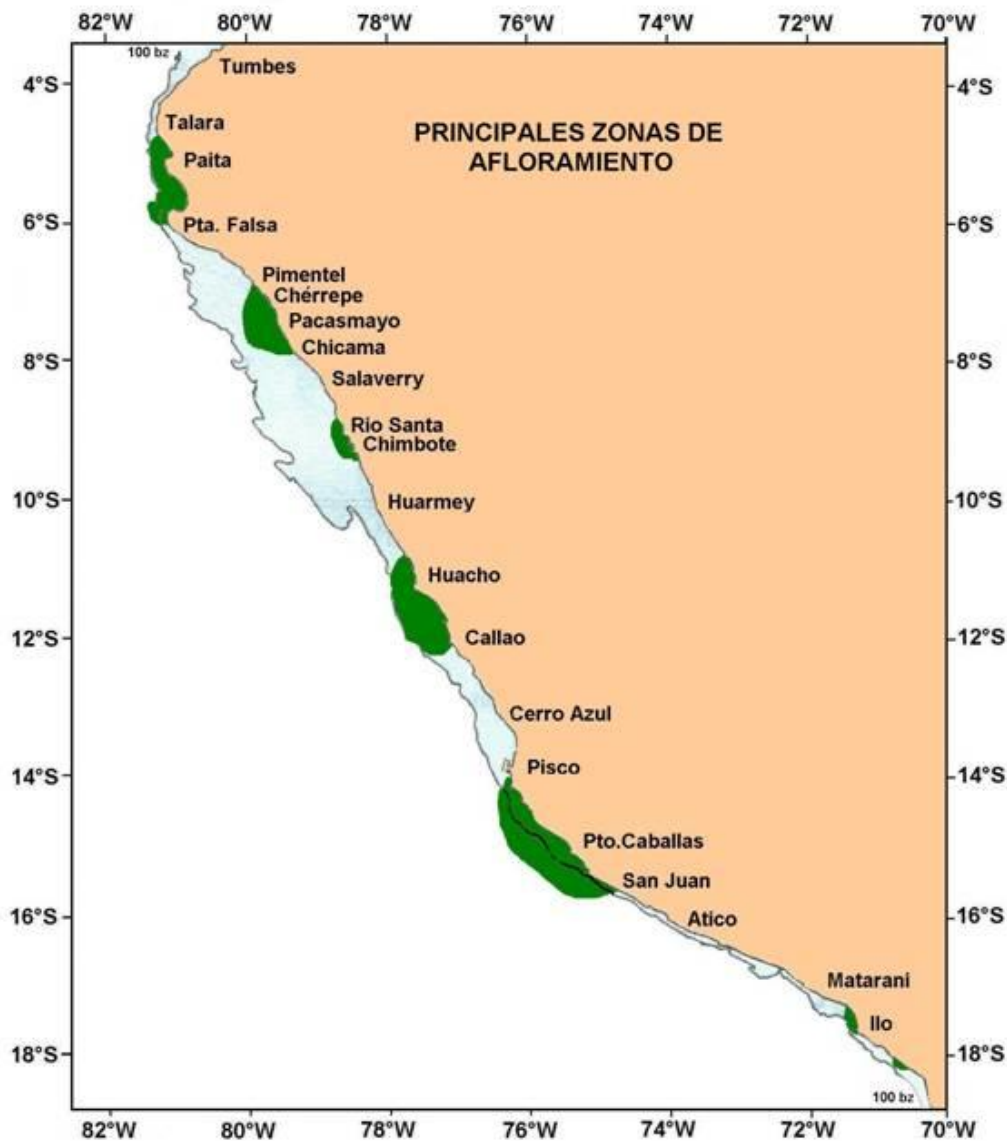
Una característica particular del Sistema de Corrientes Peruano, localizado en la parte norte del Sistema de Corrientes de Humboldt, es la distribución de la concentración de oxígeno. Zuta y Guillén (1970) describen una capa superficial con alto contenido de oxígeno, por debajo de la cual aparece una capa de discontinuidad, llamada oxiclina, en la cual el oxígeno cae bruscamente hasta el valor de  $1\text{mL.L}^{-1}$  o menos. Por debajo de la oxiclina se encuentra una capa de concentraciones bajas de oxígeno ( $< 0.5\text{ mL.L}^{-1}$ ). Esta capa limita la conocida Zona de Mínima de Oxígeno (ZMO). Por debajo de la ZMO el oxígeno incrementa su concentración en relación a las Aguas Antárticas Intermedias ( $> 500\text{m}$ ). Paulmier y Ruiz-Pino (2008) describieron una estructura vertical característica de las ZMO, con una zona central (núcleo) con las menores concentraciones de oxígeno; y dos zonas de gradiente (oxiclina y LOG). La oxiclina es la zona con el gradiente más fuerte ( $\sim 1.7\ \mu\text{M/m}$ ;  $\geq 1.2\ \mu\text{M/m}$ ), cuatro veces más oxigenada que el núcleo ( $\sim 65\ \mu\text{M}$ ), bastante superficial a una profundidad de 10 a 20m, interceptada por la capa eufótica y la profundidad máxima anual de la capa de mezcla. El núcleo (CORE) con las concentraciones más bajas de oxígeno ( $1 \leq \text{O}_2 \leq 20\ \mu\text{M}$ ), con una extensión de varios cientos de metros ( $> 300\text{m}$  en promedio) entre 160 y 1080m de profundidad. Finalmente el LOG (Gradiente bajo de oxígeno), con

un orden de magnitud más amplio (~2580m), menos fuerte (~0.04  $\mu\text{M}/\text{m}$ ) y 35% más oxigenado (~ 100  $\mu\text{M}$ ) que la oxiclina. Estas ZMO no sólo se encuentran en esta región; sino en 4 regiones en donde se ha identificado condiciones de hipoxia y denitrificación: ETNP (Pacífico Tropical Nororiental), ESP (Pacífico Sudoriental), AS (Mar de Arabia), BB (Bahía de Bengala). La ZMO frente a Perú y Chile es la más extensa y sobre todo somera (Fuenzalida et al., 2009; Paulmier y Ruiz-Pino, 2009), es mantenida debido a la combinación de la lenta circulación oceánica y la alta o moderada productividad en las capas superficiales que conduce a la elevada exportación de materia orgánica y al proceso de remineralización, el cual genera un consumo de  $\text{O}_2$  que se asume como significativo (Paulmier et al., 2006; Fuenzalida et al., 2009; Paulmier y Ruiz-Pino, 2009).

### **Sistema de afloramiento y distribución de nutrientes**

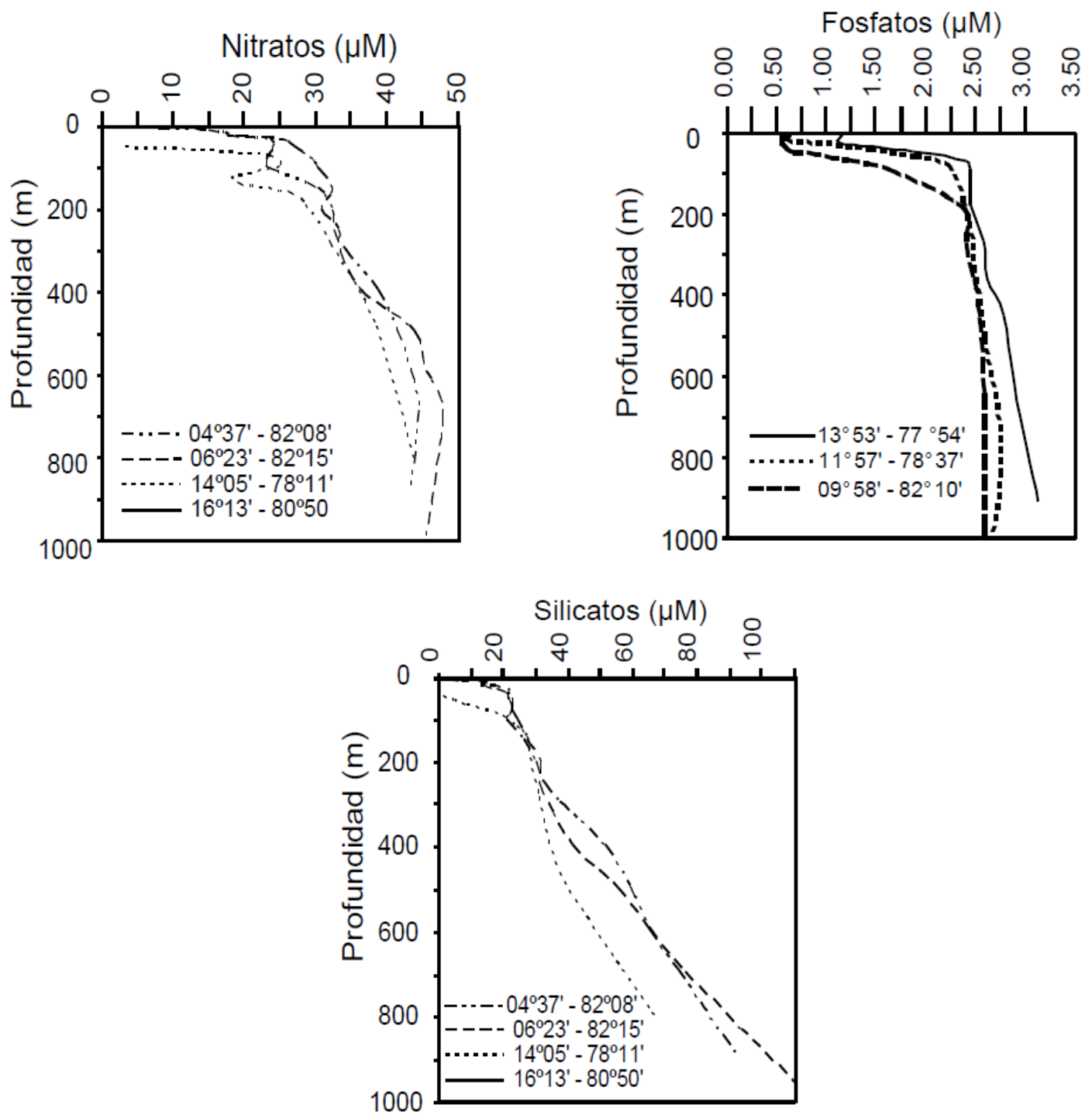
La definición de afloramiento ha sido debatida por muchos autores, Wyrski (1963) definió al afloramiento como un movimiento ascendente, mediante el cual las aguas procedentes de capas subsuperficiales son traídas hasta la superficie del mar y alejadas del área por flujos horizontales. Zuta y Guillén (1970) mencionan que este afloramiento es de carácter relevante para las costas del Perú, donde la acción de los vientos alisios desplaza hacia fuera de la costa el agua superficial, manteniendo así este proceso por tiempo mayor a una semana. Los centros de afloramiento más importantes frente a Perú se

ubican, a los 5° S (Paita), 6° S (Punta aguja), 9° S (Chimbote), 12° S (Callao) y 15° S (San Juan), recalcando que el afloramiento típico y permanente se presenta entre los 14 – 16°S (Zuta y Guillén, 1970; Graco, 2007).



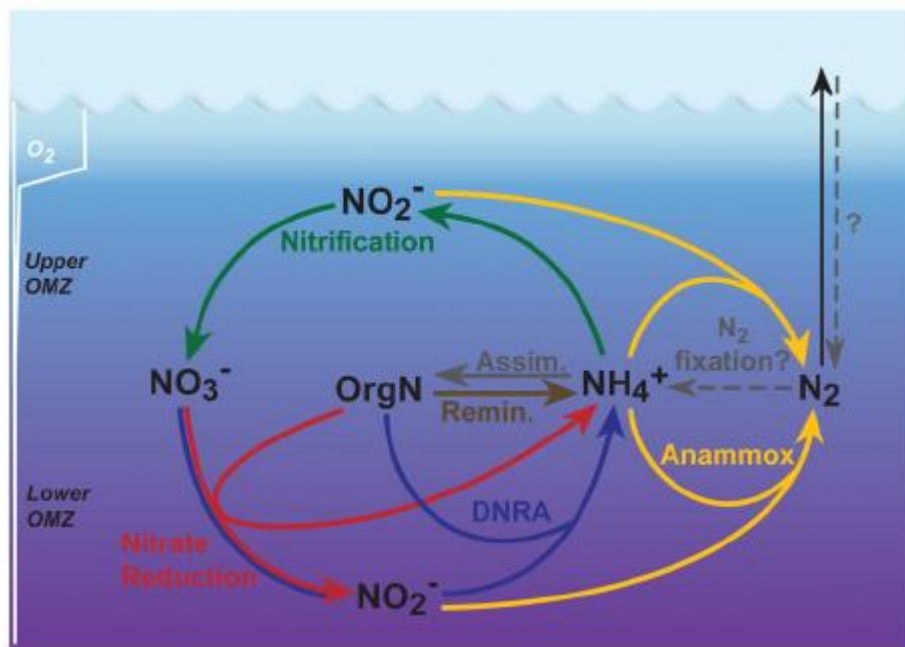
*Fig. 3. Principales zonas de afloramiento frente a Perú. Gráfico tomado de Instituto del Mar del Perú (elaborado por Carbajal W. (2011)).*

Estos eventos de afloramiento costero traen como resultado la alta disponibilidad de nutrientes, tales como nitratos ( $\text{NO}_3^-$ ), fosfatos ( $\text{PO}_4^{3-}$ ) y silicatos ( $\text{SiO}_2^{4+}$ ), los cuales repercuten en el desarrollo de la comunidad marina. Los valores promedio de los nutrientes en superficie para la costa del Perú son: 0,0–35,0  $\mu\text{M}$  para  $\text{NO}_3^-$ ; 0,2–4,0  $\mu\text{M}$  para  $\text{PO}_4^{3-}$ ; y 0,0 – 30,0  $\mu\text{M}$  para  $\text{SiO}_2^{4+}$  (Graco, 2007). Respecto a la variación vertical de los nutrientes, presentan una capa superficial, una capa de transición, una capa intermedia y una capa profunda (Zuta y Guillén, 1970; Graco, 2007). La capa superficial (aproximadamente 50 m) presenta valores menores respecto a las capas más profundas (< 15,0  $\mu\text{M}$  para  $\text{NO}_3^-$ ; 0,25 -1,2  $\mu\text{M}$  para  $\text{PO}_4^{3-}$ ; y < 15,0  $\mu\text{M}$  para  $\text{SiO}_2^{4+}$ ). La capa de transición (por encima de los 100m) para los nitratos está ligeramente sobre la capa de transición de silicatos, con concentraciones de 5,0 a 20,0  $\mu\text{M}$  intensificándose en la costa. Presenta un aumento rápido en los fosfatos de 1,0 a 2,0  $\mu\text{M}$  y ocasionalmente de 0,5 a 2,5  $\mu\text{M}$ . En el caso de los silicatos esta capa presenta valores entre 5,0 y 30,0  $\mu\text{M}$ . Para la capa intermedia los nitratos presentan por encima de los 600 m concentraciones de 20,0–45,0  $\mu\text{M}$  y por debajo de los 600 m hasta aproximadamente los 1,300 m valores de nitratos de 40,0 – 55,0  $\mu\text{M}$ . Los fosfatos alcanzan su máxima concentración entre 2,5  $\mu\text{M}$  y 3,5  $\mu\text{M}$  entre las profundidades de 500 y 1200 m. Para los silicatos en la capa intermedia tenemos valores entre 30,0 y 50,0  $\mu\text{M}$  que se extienden hasta los 500 m y una capa más profunda con valores superiores a los 50  $\mu\text{M}$  y de hasta 110  $\mu\text{M}$ .



*Fig. 4. Perfiles de distribución vertical de nitratos, fosfatos y silicatos en diferentes zonas del Perú. Gráfico tomado de Graco (2007).*

La distribución vertical de los nutrientes es regulada por procesos biogeoquímicos como la asimilación de estos para el crecimiento del fitoplancton y el desarrollo de la fotosíntesis o procesos de excreción, la remineralización, nitrificación, desnitrificación, Anammox, Nitrato-Reducción Desasimilativa en Nitrito y Amonio (DNRA); físicos, como la circulación, surgencias, cambios en las masas de agua (Zuta y Guillén, 1970; Graco, 2007; Lam, 2009).



*Fig. 5. Ciclo del nitrógeno en la ZMO del Perú. Gráfico tomado de Lam (2009).*

Respecto a la variación latitudinal trabajos anteriores indican que los nutrientes disminuyen su concentración de norte a sur. Por encima de los  $15^\circ S$  se encuentran mayores concentraciones de nitratos (hasta  $35,0 \mu M$ ) y silicatos (hasta  $30,0 \mu M$ ) (Zuta y Guillén, 1970; Graco, 2007). Esta configuración

latitudinal de nutrientes son consecuencia de las distintas masas de agua que actúan en el área. En relación a la variación temporal de nutrientes se tienen diferentes escalas, siendo la más estudiada la estacional (Zuta & Guillén, 1970). En el caso de los nitratos los valores máximos ocurren en invierno (20,0  $\mu\text{M}$ ), mientras durante el verano los valores son próximos a cero (Calienes et al., 1985). En el caso de los fosfatos se observa que valores máximos (2,0  $\mu\text{M}$ ) ocurren en invierno y más bajos en verano (hasta de 0,25  $\mu\text{M}$ ). Las mayores concentraciones de silicatos (25,0  $\mu\text{M}$ ) se observan en invierno y primavera y las menores en verano (1,0  $\mu\text{M}$ ) (Calienes et al., 1985).

### **Fitoplancton**

La comunidad del fitoplancton es definida como fotoautótrofos planctónicos encargados de la producción en la zona pelágica (Reynolds, 2006). El sistema de escalamiento y nomenclatura de Sieburth (1978) es muy utilizado en la ecología de fitoplancton para distinguir los grupos funcionales dentro de esta comunidad (Fig. 5). El presente estudio utiliza la clasificación por tamaños para dentro de esta utilizar la clasificación por phyla, la cual se basa en criterios de distinción mediante microscopía, análisis bioquímicos y moleculares.

### **Dominio Bacteria**

Dentro del Dominio Bacteria, encontramos la División Cyanobacteria (algas azul-verdosas), conformada por bacterias unicelulares y coloniales que carecen de plastidios unidos a la membrana. Su pigmento fotosintético primario es la clorofila-a, con las ficobilinas (ficocianina, ficoeritrina) como

pigmentos accesorios.

Dentro de esta división encontramos 3 órdenes representativos, uno de ellos (Chroococcales) incluye al género *Synechococcus*. Prochlorobacteria es una división exenta del Dominio Bacteria, dentro de ella encontramos al orden Prochlorales, los cuales son bacterias unicelulares o coloniales, sin plastidios unidos a la membrana. Sus pigmentos fotosintéticos son la colorofila a y b, pero carecen de ficobilinas. Este orden incluye al género *Prochlorococcus* (Reynolds, 2006). Estos dos géneros mencionados anteriormente pertenecen al picofitoplancton (0.2 – 2  $\mu\text{m}$ ).

### **Dominio Eukarya**

Uno de los principales phylum dentro de las eucariotas es Bacillariophyta, grupo más conocido como diatomeas, clasificados por su dimensión dentro del microfitoplancton en su gran mayoría. Con la característica de un exoesqueleto (frústulo) formado de sílice y compuesto de 2 valvas (Reynolds, 2006). El phylum Haptophyta se caracteriza por la presencia de dos flagelos y un apéndice filiforme denominado haptonema. Este grupo de algas pertenecen al nanofitoplancton (2-20  $\mu\text{m}$ ), incluye formas calcáreas (cocolitofóridos), como formas desnudas. Otro phylum importante es el Dinophyta, más conocidos como dinoflagelados, pertenecientes al microfitoplancton. Poseen dos flagelos y presentan motilidad. Tienen una gran cantidad de especies heterótrofas, varias mixótrofas y pocas autótrofas. Tienen formas tecadas y desnudas. Otros grupos importantes son Chrysophyta (silicoflagelados) y Euglenophyta, con muchos de sus organismos integrando el

microfitoplancton. El primero de ellos presentan un flagelo y pueden ser formas desnudas o tener un soporte de sílice; el segundo, son biflagelados con numerosos plastidios, dentro de este encontramos al género *Eutreptiella*.

Al desarrollarse el fitoplancton en una zona con alta disponibilidad de nutrientes, como consecuencia de esto se generan una serie de floraciones (*blooms*) fitoplanctónicas (incremento rápido o acumulación de algas en un sistema acuático) los cuales conllevan a la alta producción de O<sub>2</sub> y a su vez un gran desarrollo de materia orgánica los cuales conllevan a un alto consumo de O<sub>2</sub> para la remineralización (Reid, 1965). Esto tiene una gran influencia en la ZMO localizada frente a Perú donde comparada con otros sistemas es mucho más intensa y somera (Helly & Levin, 2004).

<b>Box 1.2</b>   The classification of phytoplankton according to the scaling nomenclature of Sieburth et al. (1978)	
<i>Maximum linear dimension</i>	<i>Name<sup>a</sup></i>
0.2–2 μm	picophytoplankton
2–20 μm	nanophytoplankton
20–200 μm	microphytoplankton
200 μm–2 mm	mesophytoplankton
>2 mm	macrophytoplankton

**Fig. 6. Clasificación del fitoplancton de acuerdo a sus dimensiones. Gráfico tomado de Reynolds (2006).**

### 2.3 Justificación del estudio

Las zonas de mínima de oxígeno tienen un rol clave entre los cambios de oxígeno del océano y su interacción con el cambio climático, la hipoxia por las aguas de afloramiento, y las perturbaciones ecológicas (Bograd et al., 2008). Respecto al clima, dentro de las zonas de ZMO se producen gases de efecto invernadero, debido a que son zonas donde predominan los procesos de re mineralización aeróbica (oxiclina) así como de denitrificación (núcleo de la ZMO), liberando gases como  $\text{CO}_2$  y  $\text{N}_2\text{O}$ , entre otros. Respecto a la denitrificación, las ZMO se encuentran especialmente asociadas a este proceso (Paulmier et al., 2008), el cual es un proceso bacteriano que sólo ocurre en zonas deficientes de oxígeno (Codispoti et al., 2001). La denitrificación convierte  $\text{NO}_3^-$ , uno de los nutrientes limitantes en el océano, en nitrógeno gaseoso ( $\text{N}_2\text{O}$ ,  $\text{N}_2$ ) el cual se pierde hacia la atmósfera y contribuye al déficit de nitratos en el océano. Se han reportado incrementos de  $\text{N}_2\text{O}$  debido a la intensificación de la anoxia en la plataforma continental de la India (Naqvi et al., 2000); también se registró la presencia del microorganismo SUP05 en estas ZMO, con la capacidad de fijar  $\text{CO}_2$  y producir  $\text{N}_2\text{O}$  (Walsh et al., 2009). Los sistemas de afloramiento costero incluyen una gran proporción de las pesquerías a nivel mundial, además de desempeñar un rol clave en el ciclo de nutrientes a nivel marino (Stramma, 2010). Sin embargo, muchos de los macroorganismos de importancia económica y ecológica se ven estresados, migran o mueren bajo condiciones hipóxicas ( $\text{O}_2 < 60 - 120 \mu\text{M.Kg}^{-1}$ ) (Gray et

al., 2002; Vaquer-Sunyer y Duarte, 2008). Al ser estas Zonas de Mínima de Oxígeno claves tanto para el clima como para el ecosistema de manera local (Perú) y global este estudio traerá gran cantidad de beneficios como contribuir con la poca información que se tiene respecto a la dinámica y a los procesos biogeoquímicos que mantienen las ZMO, además de la caracterización de la comunidad del fitoplancton, más allá del Microfitoplancton, alcanzando menores tamaños como nano y pico, y la contribución con un estudio de bacterias heterótrofas, las cuales al realizar el proceso de remineralización generan consumo de O<sub>2</sub>.

## **2.4 Objetivos**

### **2.4.1 Objetivo general:**

Describir la estructura y distribución del fitoplancton y las bacterias heterótrofas y analizar su relación con las características de la oxiclina de la ZMO frente al Perú durante el verano de 2014.

### **2.4.2 Objetivos específicos:**

- 1) Determinar la abundancia y contribución de carbono de los grupos de fitoplancton (microfitoplancton, nanofitoplancton y picofitoplancton) y la abundancia bacteriana.
- 2) Determinar las variaciones de las características de la oxiclina (la intensidad del gradiente, profundidad, espesor y concentración de O<sub>2</sub>) a partir de los perfiles de O<sub>2</sub>.
- 3) Determinar la relación entre los grupos de fitoplancton con las características de la oxiclina.

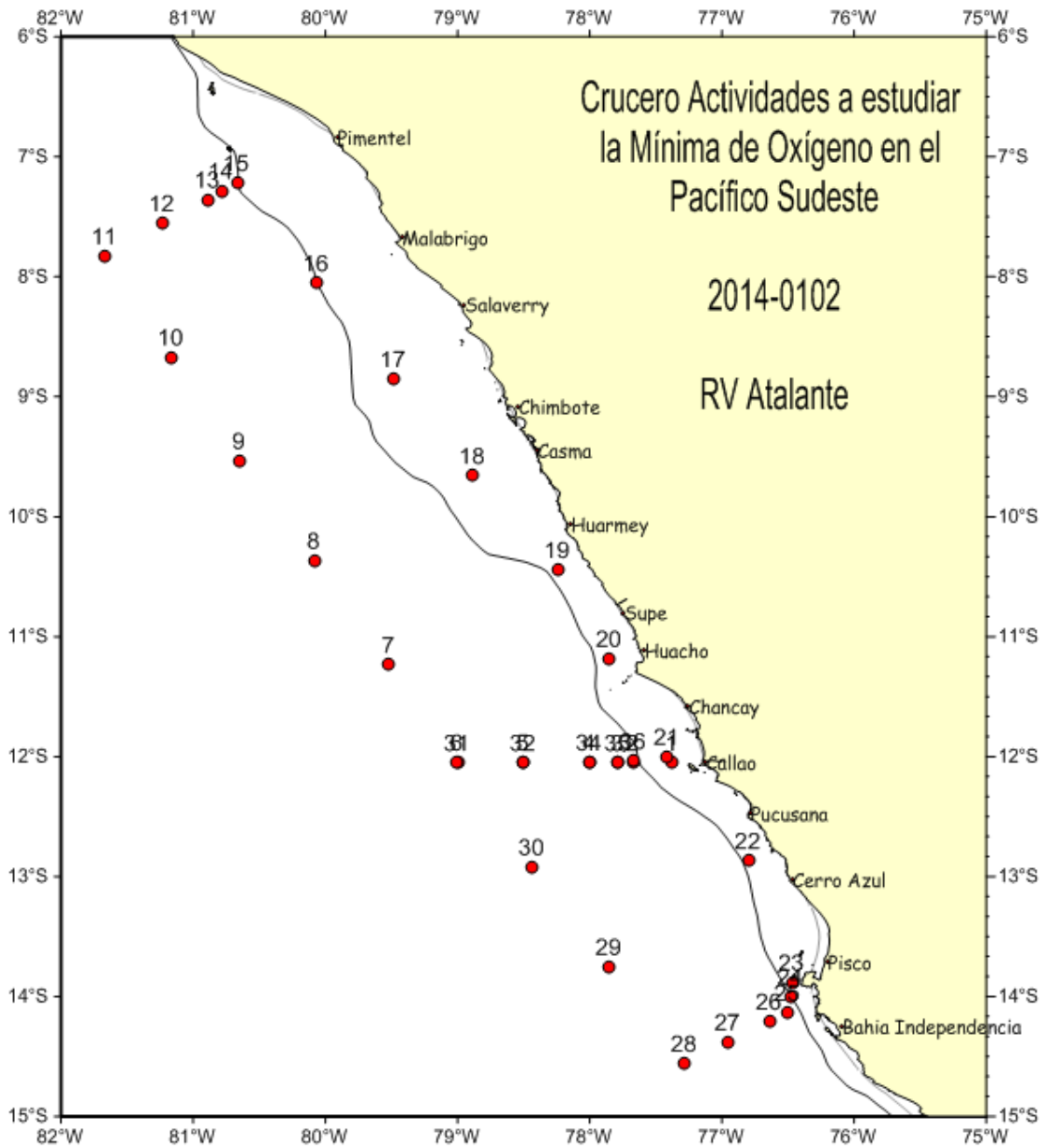
## **2.5 Hipótesis**

La profundidad, espesor y el gradiente de oxígeno de la oxiclina muestran una relación significativa con la contribución de carbono de la comunidad fitoplanctónica y la alta abundancia de bacterias heterótrofas.

### **3. METODOLOGÍA**

#### **3.1 Delimitación y diseño de estudio**

El presente proyecto se realizó dentro del marco de desarrollo del crucero de investigación científica AMOP (Actividades de investigación dedicadas a la Mínima de Oxígeno en el Perú) cuyo objetivo central fue caracterizar la ZMO del Perú central. Para poder cubrir la ZMO del Perú y los gradientes de oxígeno disuelto se desarrollaron transectas o secciones verticales ubicadas frente a la costa del Perú (7 – 15°S), donde se tiene una ZMO con una intensidad relativamente homogénea, comprendida entre las zonas de Chicama al Norte, Callao en el centro y Pisco al Sur, con secciones desde la costa hasta las 100 millas. Se trabajaron 26 estaciones hidrográficas y 8 estaciones fijas. Se realizaron 157 perfiles de muestreo enfocados en el parámetro de O<sub>2</sub>. La ZMO del Perú fue muestreada durante el verano austral de 2014, centrándose en el mes de febrero.



*Figura 7. Carta de posiciones del crucero AMOP en el mar peruano realizado en el verano de 2014 con las estaciones de muestreo (puntos rojos) y la isóbata de 200m (línea negra).*

### 3.2 Operacionalización de las variables

Las variables biológicas y ambientales estudiadas en el presente trabajo se describen a continuación, señalando las unidades de medición que se utilizaron a lo largo del estudio.

<b>Variables</b>	<b>Unidades</b>
<b>Biológicas</b>	
Abundancia de fitoplancton	N°células.L <sup>-1</sup>
Abundancia de bacterias	N°células.L <sup>-1</sup>
Contribución de carbono de fitoplancton	pgC.células <sup>-1</sup> /L
<b>Ambientales</b>	
Concentración de oxígeno disuelto	μmol. Kg <sup>-1</sup>
Profundidad promedio de la oxiclina	metros (m)
Espesor de la oxiclina	metros (m)
Gradiente de oxígeno en la oxiclina	μmol.Kg <sup>-1</sup> /m
Temperatura	°C
Fluorescencia	mg.m <sup>-3</sup>
Turbidez	(%)
Luz incidente	(%)
Capa eufótica	metros (m)
Salinidad	

*Tabla 1. Variables biológicas y ambientales*

### **3.3 Población**

La comunidad de fitoplancton y bacterias heterótrofas del Mar Peruano entre los 7- 15°S en el verano del año 2014, entre la superficie (aprox. 0-3 m) hasta 150 m de profundidad.

### **3.4. Muestra**

Muestras de agua de 100 mL para el análisis de Microfitoplancton, 4 ml para nano y picofitoplancton, y de 2 mL para el análisis bacteriano para cada profundidad establecida en cada estación de muestreo.

### **3.5 Procedimientos y técnicas**

- *Análisis de fitoplancton*

Simultáneamente al CTD, para lances específicos se colectaron con la roseta muestras de agua de botella Niskin, a diferentes niveles de profundidad (0, 10, 20, 30, 50m) para 23 estaciones (cf Figura 2 en Anexo). Las muestras de agua se utilizaron para analizar fitoplancton por Microscopía invertida y Citometría de flujo, e identificar especies y/o grupos específicos, de gran y pequeño tamaño respectivamente. Posteriormente se realizaron los cálculos de biovolúmenes y conversión a contenido de carbono.

Para el caso de microscopía invertida la colecta se realizó en frascos de color ámbar de 100ml. Las muestras fueron preservadas en formaldehído neutro al 2% (concentración final). La identificación y observación de las muestras se realizó con el microscopio invertido a aumentos de X100, X200 y X400 en cámaras de sedimentación de *Utermöhl*. Este método permite el conteo e identificación del

Microfitoplancton a nivel de género y especie en su gran mayoría. Se colocaron 50 ml de las muestras preservadas en cilindros de sedimentación por un tiempo mayor a 24 horas y luego se llevó a cabo su análisis.

La técnica de citometría de flujo se utilizó para poder cuantificar por medio de la morfología de la célula (específicamente tamaño), su estructura y fluorescencia anaranjada (564-606nm, -PE (ficoeritrina)) los diversos grupos que no se pueden identificar con la microscopía invertida como el nanofitoplancton en su totalidad y el picofitoplancton. Las muestras se analizaron con el citómetro de flujo *FACSCalibur* (BD Biosciences ®) de la plataforma de citometría de flujo PRECYM (<https://precy.mio.univ-amu.fr/>), equipado con un láser de argón azul refrigerado por aire (488 nm) y un láser diodo rojo (634nm).

Antes de realizar el análisis de las muestras se agregaron cuentas (beads) de tamaño de 2  $\mu\text{m}$  como un patrón interno para controlar la estabilidad del citómetro y para discriminar las poblaciones de picoplancton ( $<2 \mu\text{m}$ ) y nanoplancton ( $> 2 \mu\text{m}$ ) (Fluoresbrite YG, Polyscience). Una solución de cuentas TruCOUNT (BD Biosciences ®) también se añadió a las muestras con el fin de determinar el volumen analizado. La solución final para el análisis contenía 600 $\mu\text{L}$  de muestra, 25 $\mu\text{L}$  de TruCOUNT y 10 $\mu\text{L}$  de beads, analizados a una velocidad alta durante 5 minutos. También se calculó una estimación de la tasa de flujo para el análisis, se pesaron 3 tubos con muestras antes y después de corridas con el citómetro de flujo de 3 minutos. Finalmente la concentración celular fue determinada a partir de las cuentas TruCOUNT y las mediciones de la tasa de flujo. Todos los datos se colectaron en

escala logarítmica y se almacenaron utilizando el software CellQuest (BD Biosciences®), a continuación, se realizó el análisis de datos para la determinación de la concentración de fitoplancton usando el software v4.3 CUMBRE (Beckman Coulter).

El cálculo de biovolúmenes y la conversión a contribución de carbono de las células de fitoplancton se realizó siguiendo las comparaciones y recomendaciones de metodologías realizadas en trabajos anteriores (Hillebrand (1999), Sun & Liu (2003), Mender-Deuer & Lessard (2000), Tarran (2001), Partensky (1999) y Worden (2004)). La medición de las células se llevó a cabo de dos formas: La primera de ellas en paralelo a la identificación y al conteo de las células con un microscopio invertido a x200 y x400; la segunda, mediante el uso de microscopio de luz x200 y x400; debido a que, en algunos casos se presentó dificultad para determinar la longitud, ancho o altura de las células de acuerdo al modo en que se asentaban las células en la cámara de sedimentación. Estas medidas se pudieron determinar después de rotar la célula objetivo tocando suavemente el cubreobjetos con una jeringa durante los análisis con microscopio de luz. Para los casos en que no se pudieron tomar algunas mediciones de la célula se utilizaron las referencias bibliográficas de Schiller (1937), Cupp (1943), Balech (1988), Steidinger y Tangen (1997). Las dimensiones lineales fueron medidas según el trabajo de Hillebrand (1999) y Sun & Liu (2003), además de las ecuaciones para el cálculo de área superficial y biovolumen. Para los silicoflagelados se consideró una forma esférica para el cálculo de biovolúmenes. Las mediciones se realizaron en 20 células por especie para evitar sesgar los resultados (Sun & Liu, 2003), esta medida se realizó en lo posible; debido a que, en muy pocos casos

encontramos especies con un número menor a este.

En el caso de la conversión a contribución de carbono, se utilizó el trabajo de Mender-Deuer & Lessard (2000) para la conversión de microfitoplancton. Para el nanofitoplancton los volúmenes y la contribución de carbono se tomaron como referencia a partir de Tarran et al. (2001), con un diámetro promedio de 6µm. Para las cianobacterias no se tiene un valor exacto de biovolumen o contribución de Carbono, por esto se tomaron valores promedio de los trabajos de Worden et al. (2004); y Partensky et al. (1999).

<b>Grupos</b>	<b>Factor de conversión</b>
<b>Microfitoplancton</b>	
Diatomeas	$\text{pgC.célula}^{-1} = 0.288 \times \text{volumen}^{0.811}$
Dinoflagelados	$\text{pgC.célula}^{-1} = 0.760 \times \text{volumen}^{0.819}$
Otros protistas planctónicos	$\text{pgC.célula}^{-1} = 0.216 \times \text{volumen}^{0.939}$
<b>Nanofitoplancton</b>	$220 \text{ fgC.}\mu\text{m}^{-3}$
<b>Picofitoplancton</b>	
<i>Prochlorococcus</i>	$41.55 \text{ fgC.célula}^{-1}$
<i>Synechococcus</i>	$69.39 \text{ fgC.célula}^{-1}$

**Tabla 2. Grupos y géneros de fitoplancton y factores de conversión a contribución de carbono.**

- *Análisis de Procariotas heterótrofos*

Junto con las muestras de fitoplancton se tomaron muestras de agua de botella Niskin para 9 estaciones (cf Figura 2 en Anexo) a diferentes profundidades (0, 10, 20, 30, 40, 50, 60, 70, 80, 90, 100, 150, 200, 250, 350, 500, 1000, 1500 m) . Las

muestras se analizaron en el citómetro de flujo ya mencionado. Para realizar el conteo fue necesario incubar 0.3mL de cada muestra con 2 $\mu$ L de solución SYBR Green I (solución comercial de sondeo molecular diluida 10 veces), durante 15 minutos en la oscuridad con el fin de teñir los ácidos nucleicos. Cada célula fue caracterizada por 3 parámetros ópticos: dispersión frontal (FSC) en relación con el tamaño de la célula, dispersión lateral (SSC) relacionado con la estructura de la célula y fluorescencia verde (515-530nm). La combinación de la fluorescencia del SYBRGreen y los parámetros de difusión de luz ayudan a distinguir las células de partículas inorgánicas, detritos y ADN libre (Marie et al., 2000). Antes de realizar la lectura de las muestras por el citómetro se agregaron las soluciones de cuentas (beads) y TruCOUNT, de la misma manera que en el caso del análisis de fitoplancton. La solución final para el análisis contenía 300 $\mu$ l de muestra, 50 $\mu$ l de TruCOUNT, 5 $\mu$ l de beads y 2 $\mu$ l de SYBRGreen 1/10, analizados a una velocidad baja durante 2 minutos. También se llevó a cabo el cálculo de la tasa de flujo siguiendo el mismo procedimiento para el caso de fitoplancton. Finalmente la concentración celular fue determinada a partir de las cuentas TruCOUNT y las mediciones de la tasa de flujo. Los datos fueron almacenados en escala logarítmica y analizados por el software CellQuest (BD Biosciences®). A continuación, se realizó el análisis de datos para la determinación de la concentración de bacterias usando el software v4.3 CUMBRE (Beckman Coulter).

- *Mediciones de Oxígeno*

En el caso de las mediciones de oxígeno, se utilizó el método Winkler (1888) con una serie de modificaciones tras una compilación y comparación de recomendaciones y técnicas de muestreos internacionales (Grasshoff, K., K. Kremling, Y M. Ehrhardt 1999, Manual de Dickson, DOE, 1994), para detectar concentraciones más bajas de oxígeno ( $O_2 < 40 \mu M$ ). Se utilizó una bureta tituladora Mettler Toledo T50M (automática, con búsqueda inteligente del punto de equivalencia; resolución de 20 000 pasos). Se realizaron más de 1800 mediciones con la particularidad específica del crucero, es decir con triplicados sistemáticos en todas las estaciones y todas las profundidades muestreadas.

El método se basa en la propiedad oxidante del oxígeno. Añadiendo a la muestra manganeso divalente  $Mn^{+2}$ , y un álcali fuerte, cuando la muestra contiene oxígeno disuelto, esta oxida una cantidad equivalente de hidróxido manganeso  $Mn(OH)_2$ , a un óxido hidratado.

El método de Winkler consiste en tres pasos:

1) La muestra de agua de mar se fija químicamente a un precipitado blanco –marrón (café) gelatinoso de hidróxido de Manganeso (II). Este precipitado se forma al añadir una solución concentrada de hidróxido de sodio y yoduro de sodio o de potasio. El oxígeno disuelto reacciona con el hidróxido de manganeso (III), en una reacción heterogénea que produce un precipitado de color café.

2) La mezcla de precipitados de hidróxidos de manganeso (II) y (III) se decanta y se

acidifica la muestra con ácido sulfúrico o clorhídrico, a un pH entre 1.0 a 2.5. La acidificación disuelve el precipitado, liberando los iones manganeso (III), que en medio ácido son agentes oxidantes fuertes y reaccionan con el yoduro previamente añadido, oxidándolo a yodo, el cual a su vez forma un complejo triyodato en presencia de exceso de yoduro. En esta etapa, el yodo formado es equivalente al oxígeno de la muestra. La formación del complejo triyoduro es deseable, por cuanto el yodo tiene una presión de vapor considerable, tendiendo a escapar durante los pasos subsecuentes del análisis. El complejo, en cambio, tiene una baja presión de vapor de yodo, descomponiéndose con prontitud si se remueve yodo del sistema.

3) El yodo es determinado por titulación con una solución valorada de tiosulfato de sodio. Aquí el yodo es reducido a yoduro y el tiosulfato es oxidado a tetrionato. Para este último paso, luego de agregar el ácido sulfúrico se hace uso del titulador automático Mettler Toledo T50M, con el cual alcanzamos niveles mucho más bajos de oxígeno (mejoramiento de un factor 3 referente al método clásico utilizado usualmente frente a Perú) gracias a su mayor sensibilidad.

Todas las muestras para el análisis mediante el método de Winkler modificado se tomaron por triplicados, en promedio a 6 profundidades. Para el caso de las estaciones fijas se realizaron una mayor cantidad de perfiles debido que el muestreo se realizó durante 2-3 días (~54 horas). En total, las mediciones de O<sub>2</sub> Winkler presentan una reproductibilidad que se estimó con los triplicados a principio del proyecto de 0.5 µmol/kg, es decir casi un orden de magnitud que lo usual, y un límite

de detección de 3  $\mu\text{mol/kg}$ .

Además de esto, se realizaron mediciones de  $\text{O}_2$  a nivel vertical (casi continuo: cada  $\sim 1$  metro) con los sensores SBE43. Con una precisión de  $\pm 3\mu\text{mol/Kg}$  o  $\pm 2\%$  y una resolución de  $0.2 \mu\text{mol/Kg}$ .

Los análisis de oxígeno además se beneficiaron con un protocolo de calibración y ajuste de datos  $\text{O}_2$ -CTD calibrados con los datos de  $\text{O}_2$  Winkler fuera del núcleo de la ZMO y con las mediciones “ultra-bajo oxígeno” basado con la información de sensores de mediciones de  $\text{O}_2$  pico/nanomolar (STOX). Aquellos datos constituyen un set de datos finales de alta resolución vertical con límite de detección de 150 nM y una resolución de 10 nM.

### **3.6 Cálculo del gradiente, profundidad y espesor de la oxiclina**

- *Gradiente de oxígeno*

El cálculo de gradiente de oxígeno se realizó con los datos de oxígeno obtenidos por CTD. Se consideró a los valores con concentración de oxígeno mayor o igual a 20  $\mu\text{mol. Kg}^{-1}$  (delimita el límite inferior de la oxiclina); y con un gradiente mayor a 0.9  $\mu\text{mol.Kg}^{-1}/\text{m}$  (define el límite superior de la oxiclina; Paulmier et al., 2008).

La figura 8 muestra el perfil de oxígeno en la estación 12 del proyecto AMOP. El cálculo de gradiente de oxígeno de la oxiclina se realizó de la siguiente manera:

$$\text{O}_{2i} \text{ (concentración en el límite superior)} = 241 \mu\text{mol. Kg}^{-1}$$

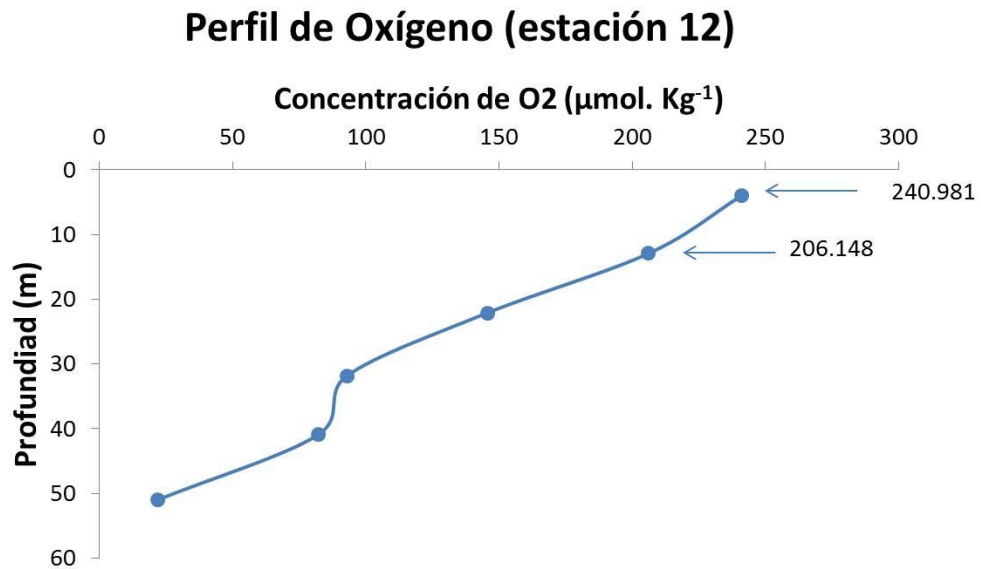
$$\text{O}_{2f} \text{ (concentración inferior)} = 206 \mu\text{mol. Kg}^{-1}$$

$$\text{P}_i \text{ (profundidad en el límite superior)} = 4 \text{ m}$$

$$\text{P}_f \text{ (profundidad inferior)} = 12.9 \text{ m}$$

$$\begin{aligned} \nabla O_2 (\text{intensidad de la oxiclina}) &= | (O_{2i} - O_{2f}) / (P_i - P_f) | \\ &= | (241.0 - 206.0) / (4 - 12.9) | \\ \nabla O_2 &= 3.9 \mu\text{mol.Kg}^{-1}/\text{m} \end{aligned}$$

Para el cálculo de la intensidad de gradiente de oxiclina total se tomó un promedio entre todos los puntos de gradiente resultantes por estación.



**Fig. 8. Cálculo de gradiente de oxígeno en la estación 12 del proyecto AMOP. Enero – Febrero 2014.**

- *Profundidad promedio de la oxiclina*

La profundidad promedio de la oxiclina se definió como el promedio de  $P_f$  y  $P_i$ , para el ejemplo anterior es:  $(4+51)/2 = 27.5$  m (Figura 8).

- *Espesor de la oxiclina*

La definición de espesor se estableció como la diferencia de profundidades en el

límite superior (Pf) y límite inferior (Pi) para cada estación de muestreo. A continuación se muestra el cálculo del espesor de la oxiclina para la figura 8.

Profundidad mínima = 4 m

Profundidad máxima= 51 m

Espesor de la oxiclina (m) = Profundidad máxima (Pf) – Profundidad mínima (Pi)

Espesor de la oxiclina (m) = 51 – 4 = 47m

### 3.7 Análisis estadísticos

El análisis estadístico se llevó a cabo según las características del número de datos, y la normalidad de las variables. Los programas estadísticos utilizados fueron Primer-E, R y MATLAB.

- *Análisis de Correlación Simple*

Para analizar la relación entre las variables fisicoquímicas y biológicas del estudio, se utilizaron correlaciones de rango de Spearman ( $\alpha = 0.05$ ). Las correlaciones se realizaron sobre la abundancia y contribución de carbono del fitoplancton como total y como grupos (microfitoplancton, nanofitoplancton, picofitoplancton), además de las bacterias heterótrofas. Los datos biológicos recibieron una transformación logarítmica previa a los análisis. En el caso de las correlaciones entre gradiente de oxígeno en la oxiclina y profundidad de la oxiclina con las variables biológicas (abundancia y contribución de carbono) se trabajó con un valor promedio por estación integrando todas las profundidades.

- *Análisis de Correlación Múltiple*

Coefficiente de correlación entre una variable dependiente y la combinación lineal de las variables independientes. Este se utilizó para evaluar la relación entre la contribución de carbono de fitoplancton y la abundancia de bacterias heterótrofas, con el gradiente de oxígeno en la oxiclina.

- *Análisis de similitud de Porcentajes (SIMPER)*

Se realizó para cuantificar la contribución de las especies de fitoplancton en

las diferencias observadas con el índice de Bray-Curtis.

- *Análisis de similitud de Bray-Curtis*

Coeficiente de similitud más utilizado para el análisis de comunidades biológicas (P. Legendre y L. Legendre (1998)). Se utilizó para evaluar la similitud del fitoplancton entre las estaciones de la zona de estudio.

- *Análisis tipo CLUSTER*

Se utilizó el análisis de clasificación jerárquica con el tipo de agrupamiento por la media del grupo.

## 4. RESULTADOS

### 4.1 Abundancia y Contribución de carbono de los grupos fitoplanctónicos y abundancia bacteriana

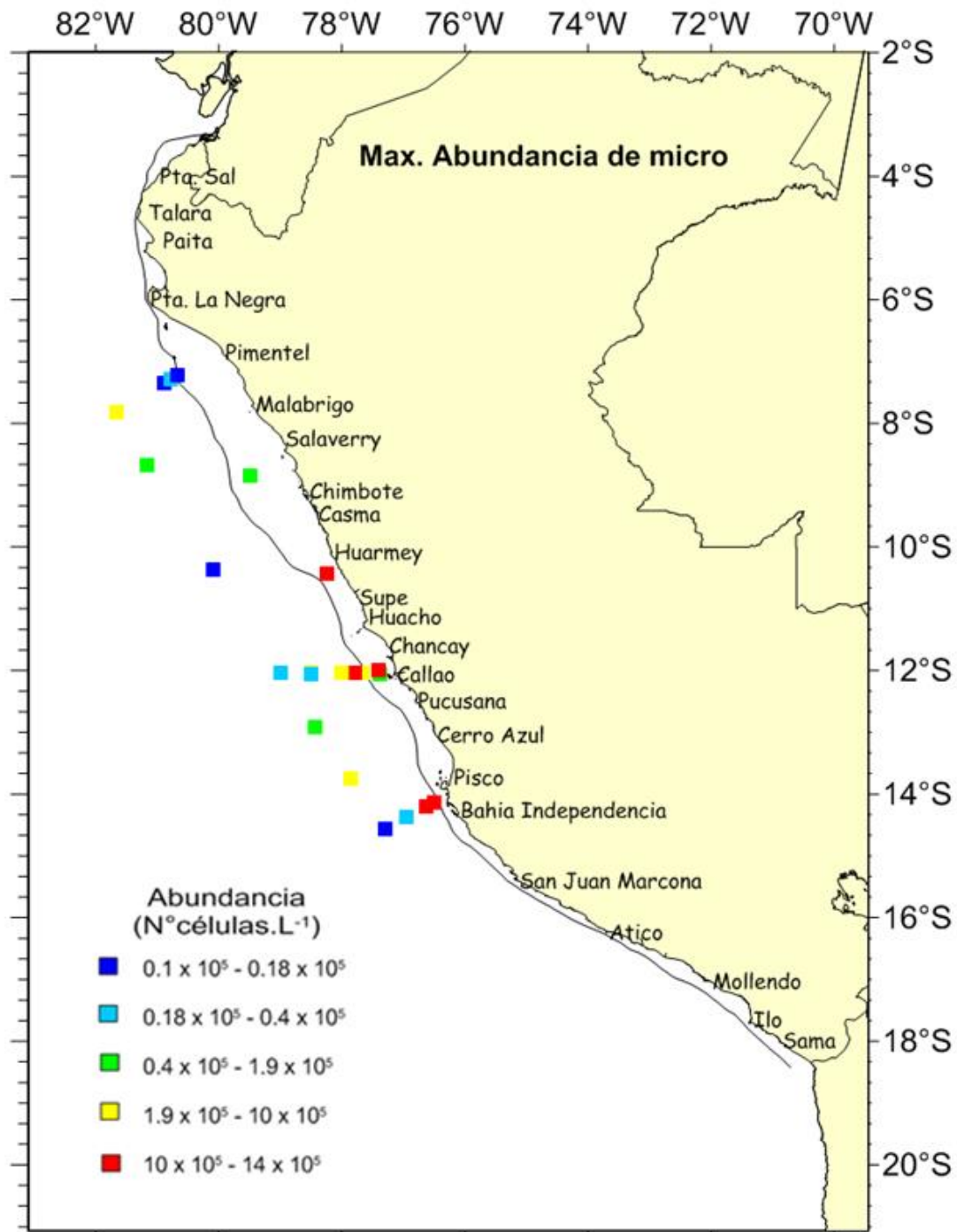
#### 4.1.1 Distribución de la abundancia y contribución de carbono de microfitoplancton

- *Distribución de la máxima abundancia de microfitoplancton*

La abundancia del Microfitoplancton para la totalidad de estaciones (22) y las 5 profundidades muestreadas fue de 16 968 120 células.L<sup>-1</sup>, con el 86% de diatomeas (14 659 760 células.L<sup>-1</sup>), 13% de dinoflagelados (2 185 200 células.L<sup>-1</sup>), y valores menores al 1% para los silicoflagelados (60960 células.L<sup>-1</sup>) y otros flagelados (62200 células.L<sup>-1</sup>).

<b>Distribución porcentual del total de Microfitoplancton</b>		
<b>Grupo</b>	<b>Porcentaje (%)</b>	<b>Abundancia (células.L<sup>-1</sup>)</b>
Diatomeas	86	14 659 760
Dinoflagelados	13	2 185 200
Silicoflagelados	< 1	60 960
Otros flagelados	< 1	62 200
<b>Total</b>	<b>100</b>	<b>16 986 120</b>

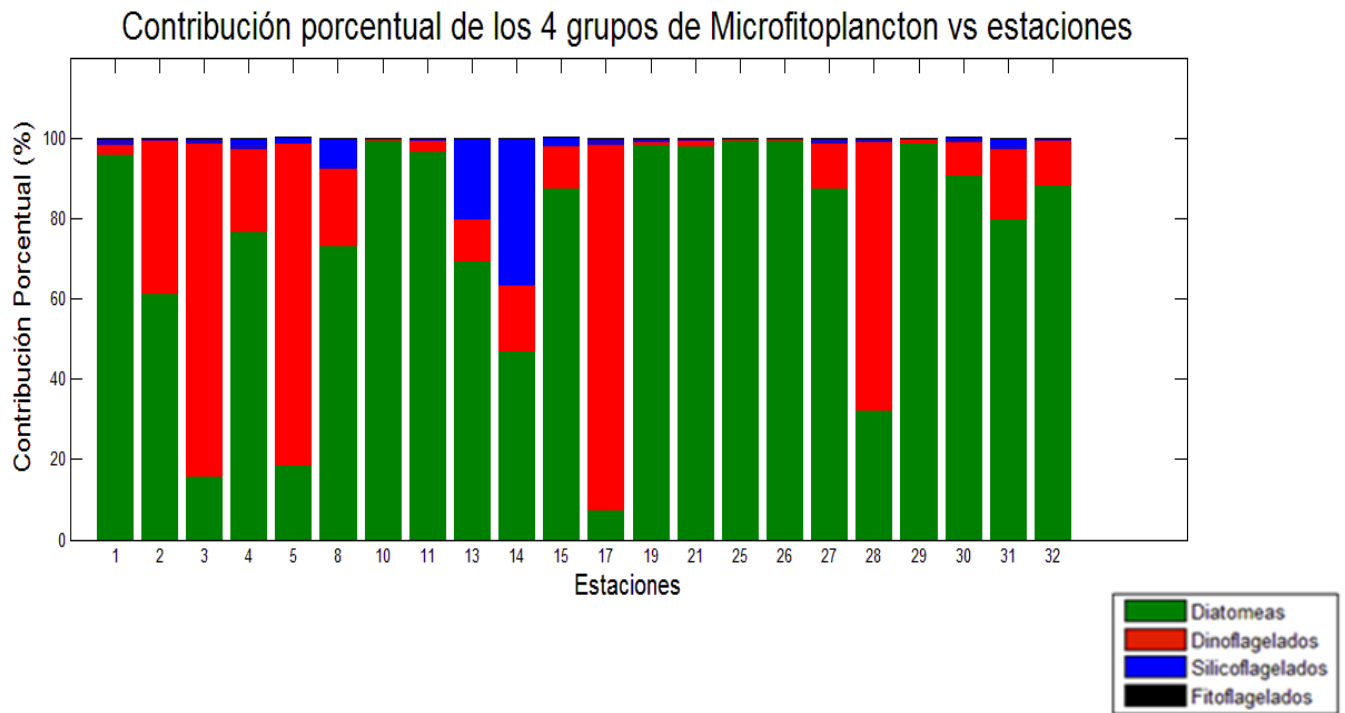
*Tabla 3. Distribución porcentual de los 4 grupos de Microfitoplancton para 22 estaciones y 5 profundidades del proyecto AMOP. Enero – Febrero 2014.*



*Figura 1R. Distribución horizontal de la máxima abundancia (células.L<sup>-1</sup>) de microfitoplancton.*

La mayor abundancia se registró en la estación 25 con  $39 \times 10^5$  células.L<sup>-1</sup>, la menor abundancia la tuvo la estación 28 con  $17 \times 10^3$  células.L<sup>-1</sup>.

La estación 25 estuvo conformada por la máxima presencia de diatomeas con 99.6%, por otro lado la estación con menor abundancia (28) presentó una máxima dominancia porcentual de 66.9% perteneciente al grupo de los dinoflagelados. La estación con la máxima abundancia (estación 21) registró  $1.4 \times 10^6$  células.L<sup>-1</sup> a 5 m de profundidad.



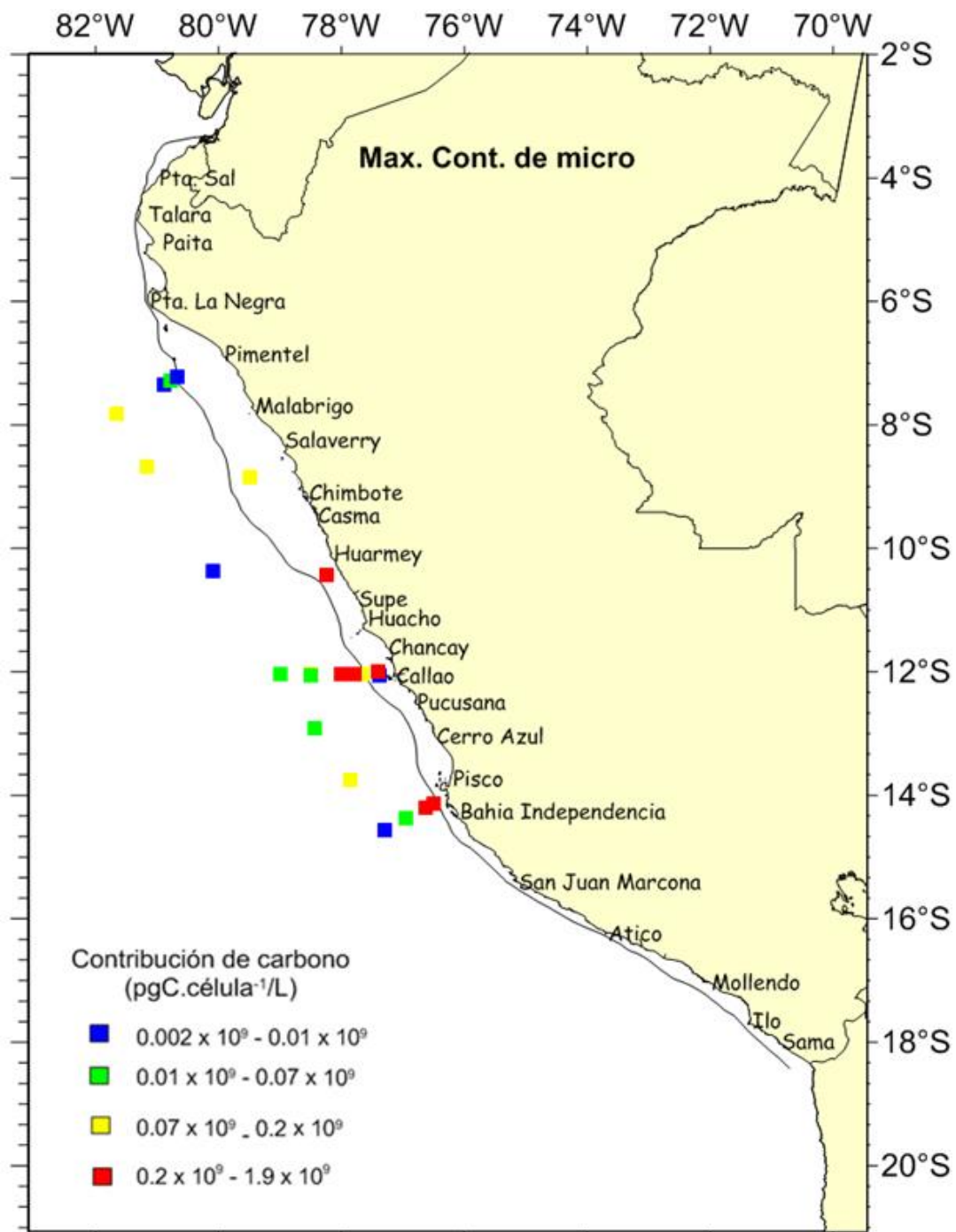
**Figura 2R.** *Contribución porcentual de la abundancia de los 4 grupos de Microfitoplancton*

### Contribución de carbono

Se calculó la contribución de carbono ( $\text{pgC.célula}^{-1}/\text{L}$ ) para las 22 estaciones y 5 profundidades muestreadas. Las diatomeas tuvieron la mayor contribución de carbono con 52 % ( $3.49 \times 10^9 \text{ pgC.célula}^{-1}/\text{L}$ ), 46 % ( $3.05 \times 10^9 \text{ pgC.célula}^{-1}/\text{L}$ ) para los dinoflagelados, 1 % ( $0.08 \times 10^9 \text{ pgC.célula}^{-1}/\text{L}$ ) para los otros flagelados y menos del 1 % ( $0.03 \times 10^9 \text{ pgC.célula}^{-1}/\text{L}$ ) para los silicoflagelados.

<b>Distribución porcentual de la contribución de carbono de los 4 grupos de Microfitoplancton</b>		
<b>Grupo</b>	<b>Porcentaje (%)</b>	<b>Contribución de carbono (<math>\text{pgC.célula}^{-1}/\text{L}</math>)</b>
Diatomeas	52	$3.49 \times 10^9$
Dinoflagelados	46	$3.05 \times 10^9$
Silicoflagelados	< 1	$0.03 \times 10^9$
Otros flagelados	1	$0.08 \times 10^9$

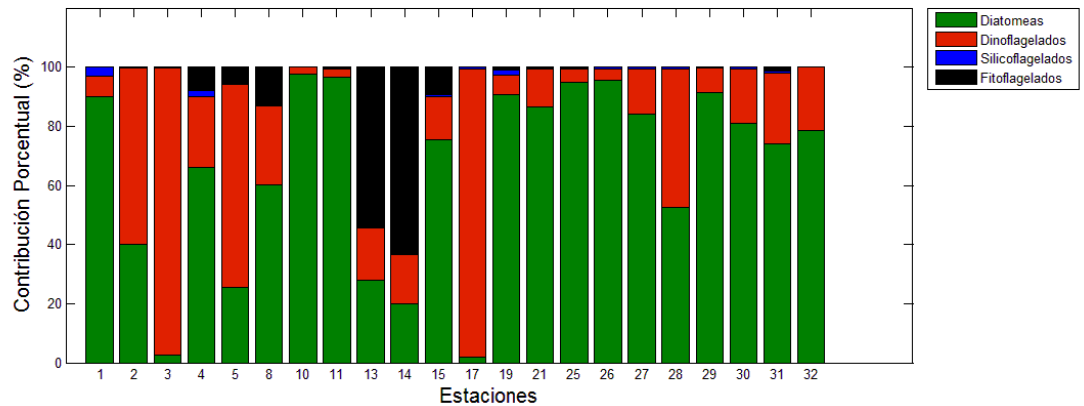
*Tabla 4. Distribución porcentual de la contribución de carbono de los 4 grupos de Microfitoplancton para 22 estaciones y 5 profundidades del proyecto AMOP. Enero – Febrero 2014.*



*Figura 3R. Distribución horizontal de la máxima contribución de carbono (pgC.célula<sup>-1</sup>/L) de microfitoplancton.*

La estación con mayor contribución de Carbono (3) tuvo la mayor contribución por parte de dinoflagelados 96.9%; mientras que, la estación con menor contribución (15) tuvo la mayor contribución por diatomeas en un 75.5%. La máxima contribución de carbono se registró en la estación 3 a 14 m de profundidad con el valor de  $1.9 \times 10^9$   $\text{pgC.célula}^{-1}/\text{L}$ .

Contribución porcentual de Carbono de los 4 grupos de Microfitoplancton vs estaciones



**Figura 4R.** Contribución porcentual de la contribución de carbono de *Microfitoplancton*.

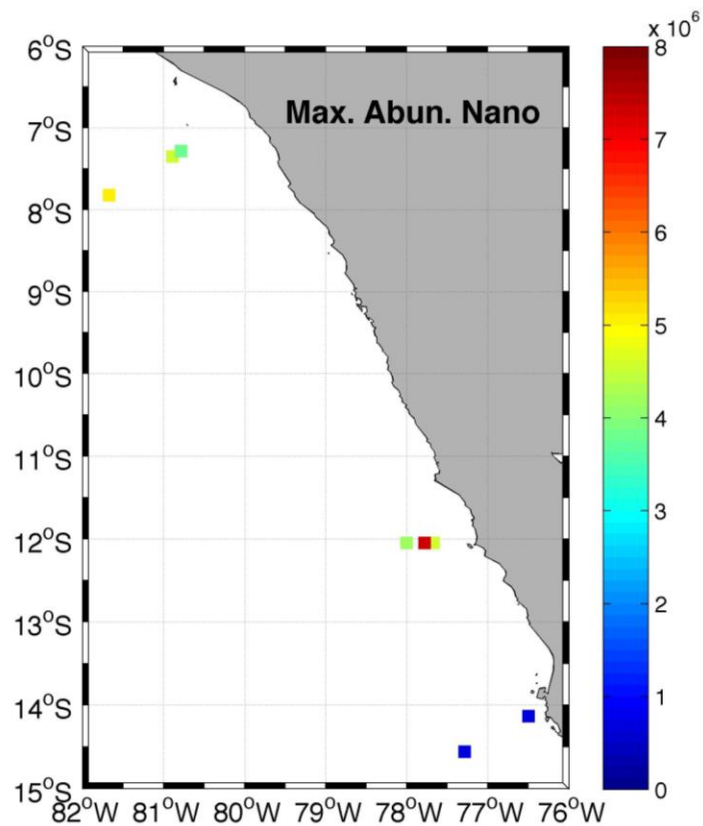
### Biovolúmenes

Las tablas de biovolúmenes para cada especie de fitoplancton identificada se presentan en el anexo, donde: a= largo; a1= largo de la teca; a2= largo de protuberancia o cuerno apical; a3-a4= largo de cuernos antapicales; b = ancho; b1= ancho de la teca; b2= ancho del cuerno apical; c= alto; V= Volumen. La especie que presentó el mayor biovolumen fue la diatomea *Coscinodiscus centralis* con  $1.1 \times 10^6$   $\mu\text{m}^3$ , y el menor valor fue de la diatomea *Pseudo-nitzschia grupo delicatissima* con  $158.2 \mu\text{m}^3$ .

**4.1.2 Caso particular de nanofitoplancton, picofitoplancton, fitoplancton total y bacterias heterótrofas para 8 estaciones**

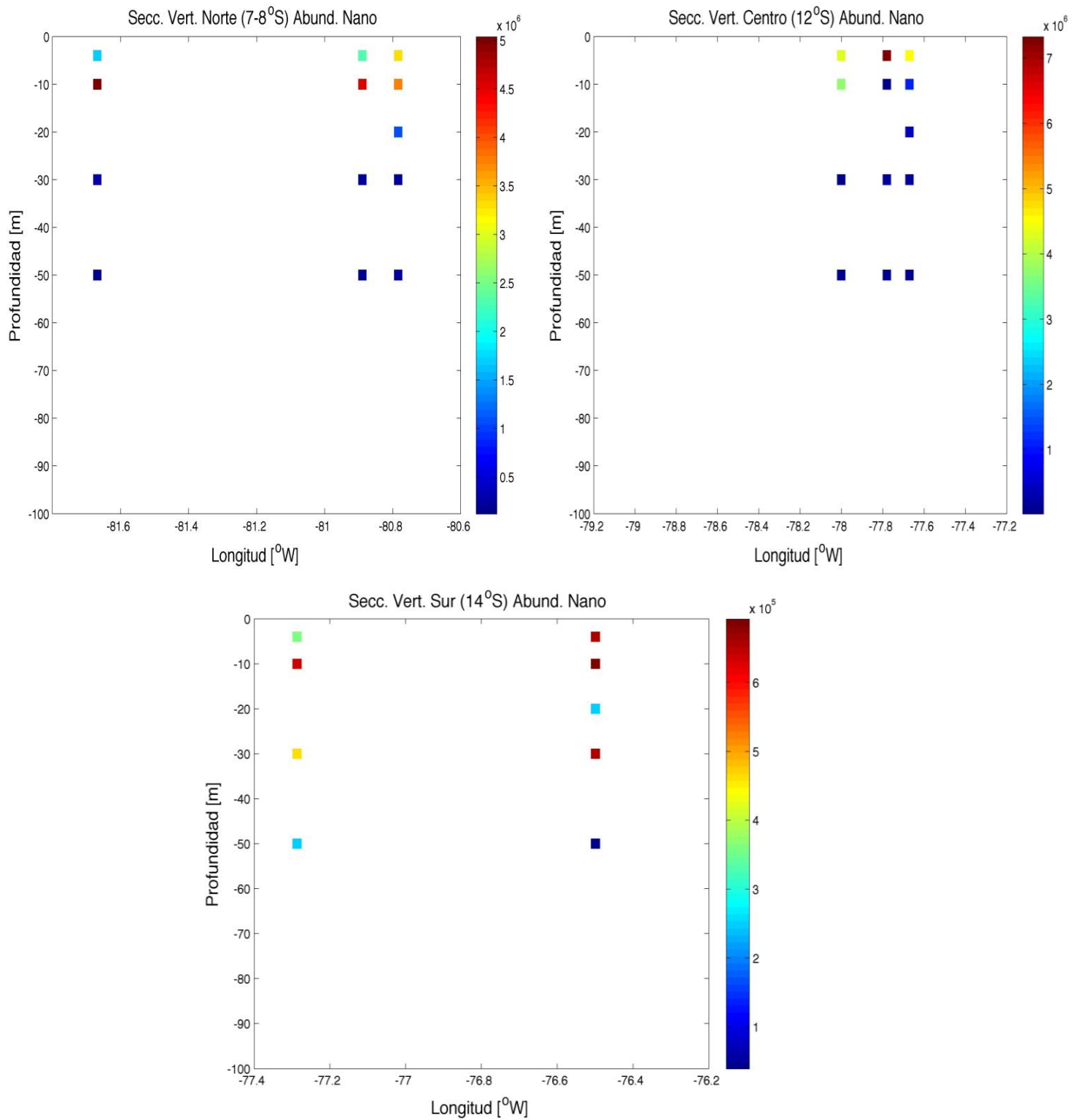
**a. Abundancia de nanofitoplancton**

La abundancia del nanofitoplancton para la totalidad de estaciones (8) fue de  $49 \times 10^6$  células.L<sup>-1</sup>. La abundancia varió de un máximo de  $8.5 \times 10^6$  células.L<sup>-1</sup> (estación 14); a un mínimo de  $1.7 \times 10^6$  células.L<sup>-1</sup> (estación 28). La mayor abundancia se registró en la estación 3 a 0 m de profundidad con  $7.3 \times 10^6$  células.L<sup>-1</sup>, la menor abundancia la tuvo la estación 4 a 50 m de profundidad con  $1.6 \times 10^4$  células.L<sup>-1</sup>.

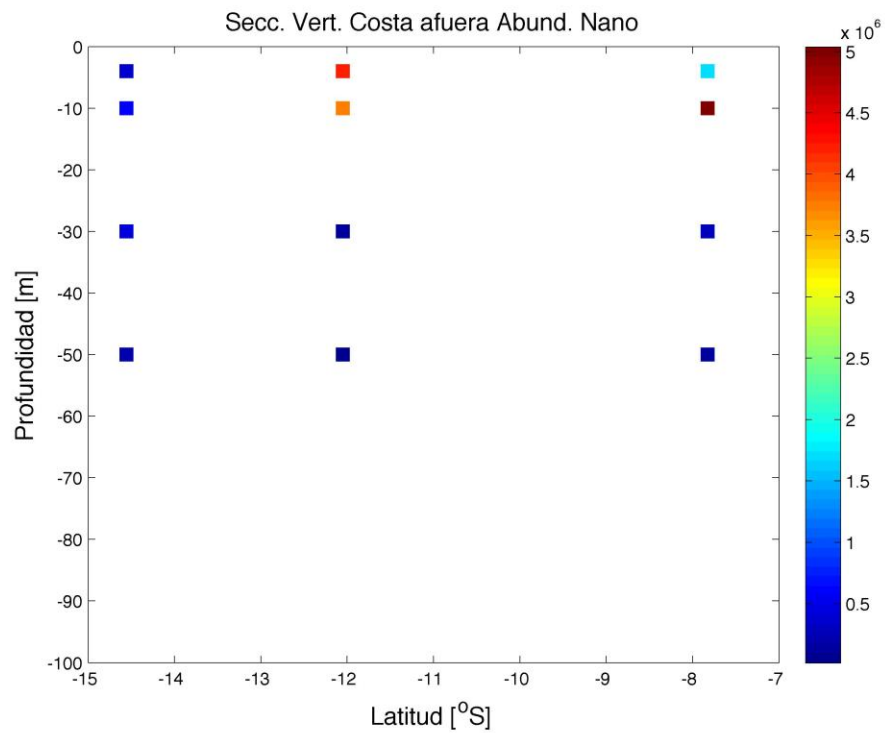
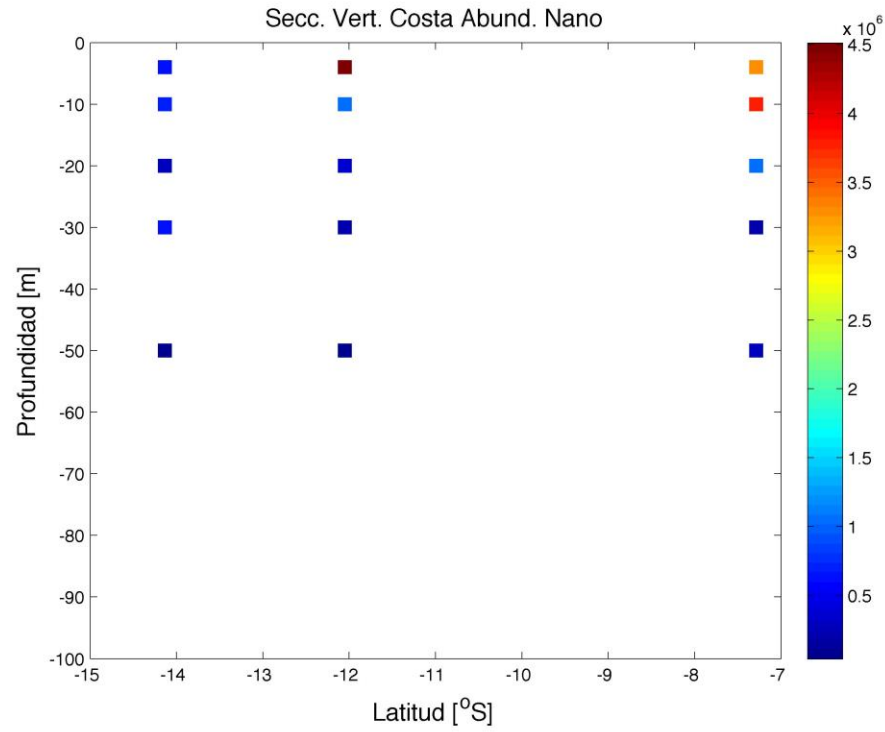


**Figura 5R. Distribución horizontal de la máxima abundancia (células.L<sup>-1</sup>) de nanofitoplancton.**

Para la distribución vertical se tienen secciones de las zonas norte, centro y sur en las zonas costera como oceánica. Para la zona norte los mayores valores de abundancia fueron  $5 \times 10^6$  células.L<sup>-1</sup> (estación 11) y  $4.5 \times 10^6$  células.L<sup>-1</sup> (estación 13); ambos a la profundidad de 10 m y fuera de la zona costera. Para la zona centro el mayor valor registrado fue de  $7.3 \times 10^6$  células.L<sup>-1</sup> (estación 3) a 0 m de profundidad en zona costera. Finalmente, para la sección sur el mayor valor registrado fue de  $6.9 \times 10^5$  células.L<sup>-1</sup> (estación 25) a 10 m de profundidad en zona costera.



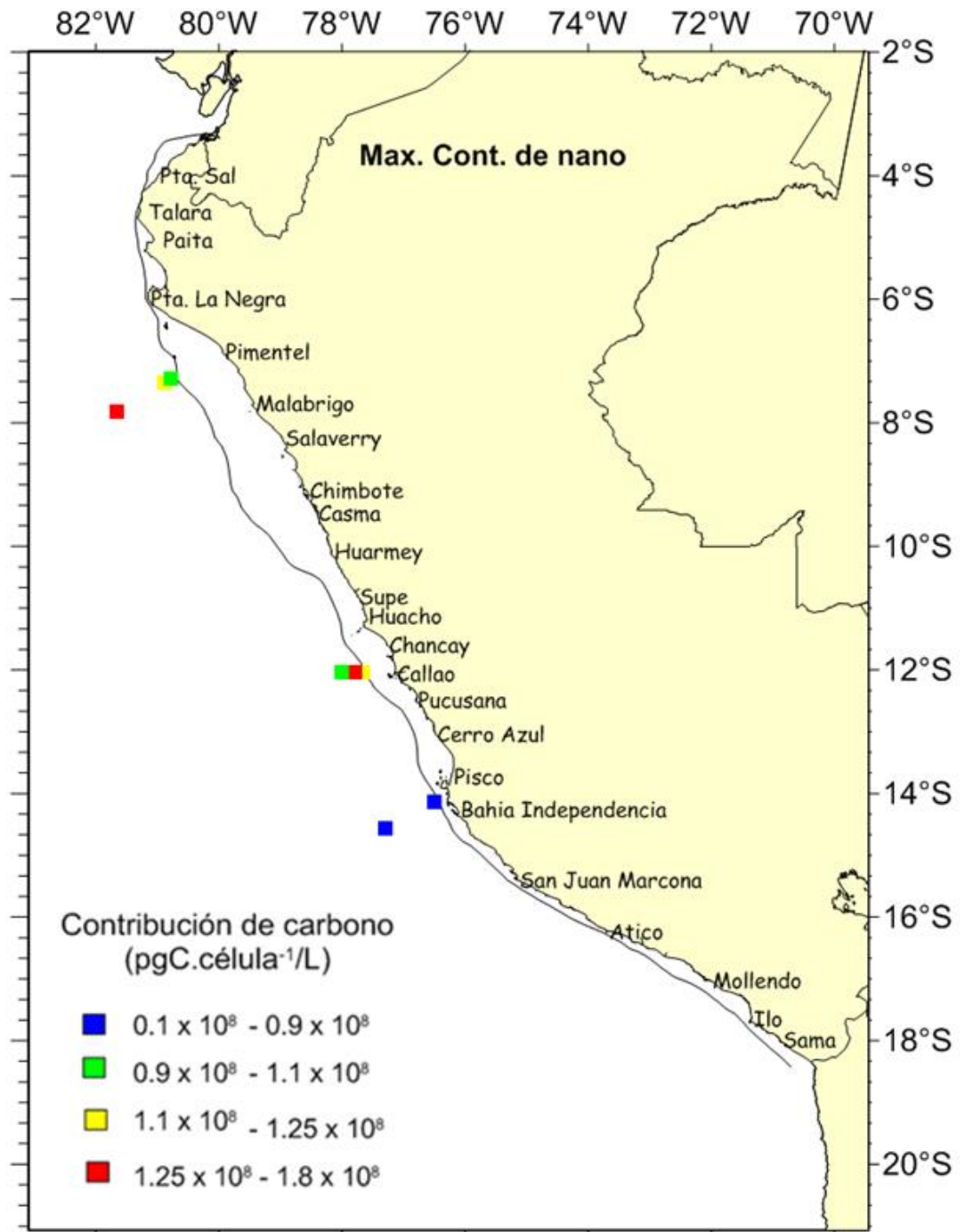
**Figura 6R. Secciones verticales de Abundancia de nanofitoplancton (células.L<sup>-1</sup>). Zonas (a) norte, (b) centro y (c) sur.**



**Figura 7R. Secciones verticales de Abundancia de nanofitoplancton (células.L<sup>-1</sup>). Zonas (a) Costera y (b) oceánica (costa afuera).**

### **b. Contribución de carbono de nanofitoplancton**

Se calculó la contribución de carbono ( $\text{pgC.célula}^{-1}/\text{L}$ ) para las 8 estaciones. Los valores de contribución de Carbono variaron de un máximo de  $2.1 \times 10^8$   $\text{pgC.célula}^{-1}/\text{L}$  para la estación 14, a un mínimo de  $0.42 \times 10^8$   $\text{pgC.célula}^{-1}/\text{L}$  en la estación 28. La mayor contribución de carbono se registró en la estación 3 a 4 m de profundidad con un valor de  $1.8 \times 10^8$   $\text{pgC.célula}^{-1}/\text{L}$ .



*Figura 8R. Distribución horizontal de la máxima contribución de carbono de nanofitoplancton.*

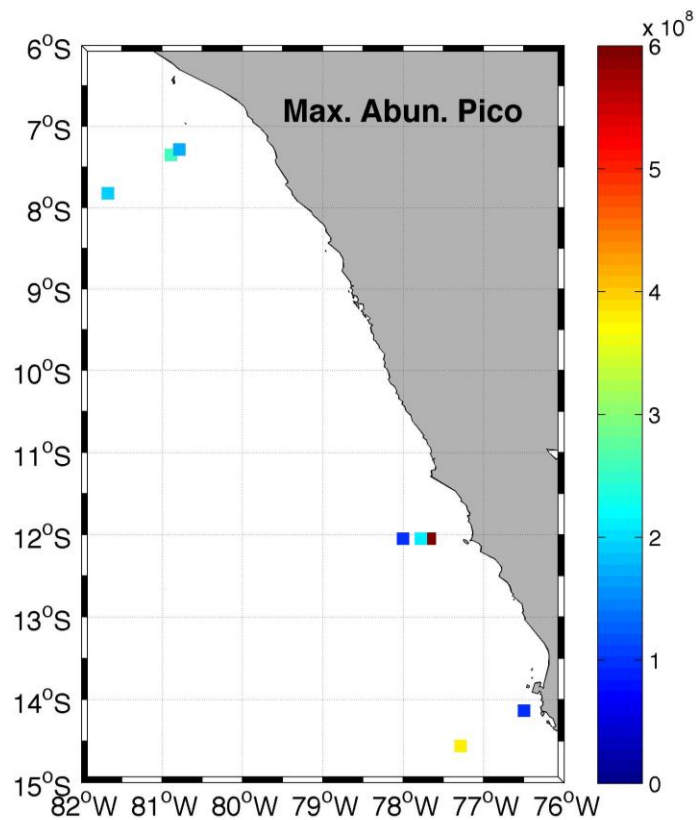
**c. Abundancia de picofitoplancton**

La abundancia del picofitoplancton para las 8 estaciones fue de  $41.6 \times 10^8$  células.L<sup>-1</sup>, con el 21.4% de *Prochlorococcus* ( $8.9 \times 10^8$  células.L<sup>-1</sup>) y 78.6% de *Synechococcus* ( $32.7 \times 10^8$  células.L<sup>-1</sup>).

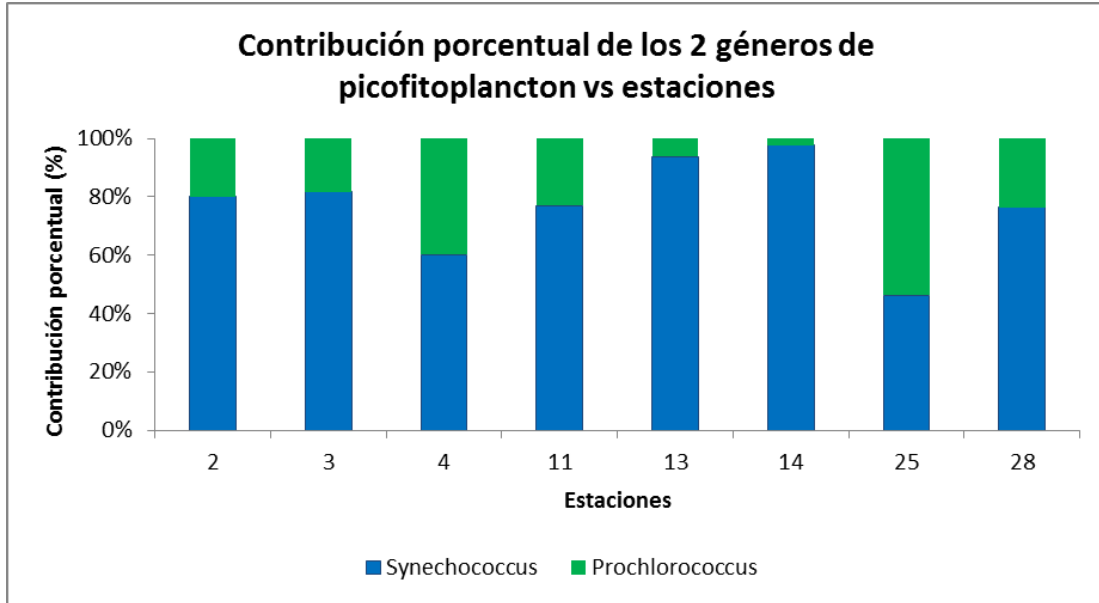
<b>Distribución porcentual de la abundancia de los 2 géneros de Picofitoplancton</b>		
<b>Género</b>	<b>Porcentaje (%)</b>	<b>Abundancia (células.L<sup>-1</sup>)</b>
Prochlorococcus	21.4	$8.9 \times 10^8$
Synechococcus	78.6	$32.7 \times 10^8$
<b>Total</b>	<b>100</b>	<b><math>41.6 \times 10^8</math></b>

*Tabla 5. Distribución porcentual de la abundancia de los 2 géneros de picofitoplancton para 9 estaciones y las 10 profundidades muestreadas del proyecto AMOP. Enero – Febrero 2014.*

La mayor abundancia registrada fue de  $10 \times 10^8$  células.L<sup>-1</sup> (estación 28), conformada por *Prochlorococcus* con 23.7 % y 76.3% de *Synechococcus*; mientras que, la mínima abundancia se registró en la estación 3 con el valor de  $2.7 \times 10^8$  células.L<sup>-1</sup>, conformada por *Prochlorococcus* con 18.4 % y 81.6% de *Synechococcus*. La máxima abundancia se registró en la estación 2 a 4 m de profundidad con  $5.9 \times 10^8$  células.L<sup>-1</sup>; por otro lado, la mínima abundancia se registró en la estación 3 a 50m de profundidad con  $1.7 \times 10^6$  células.L<sup>-1</sup>.

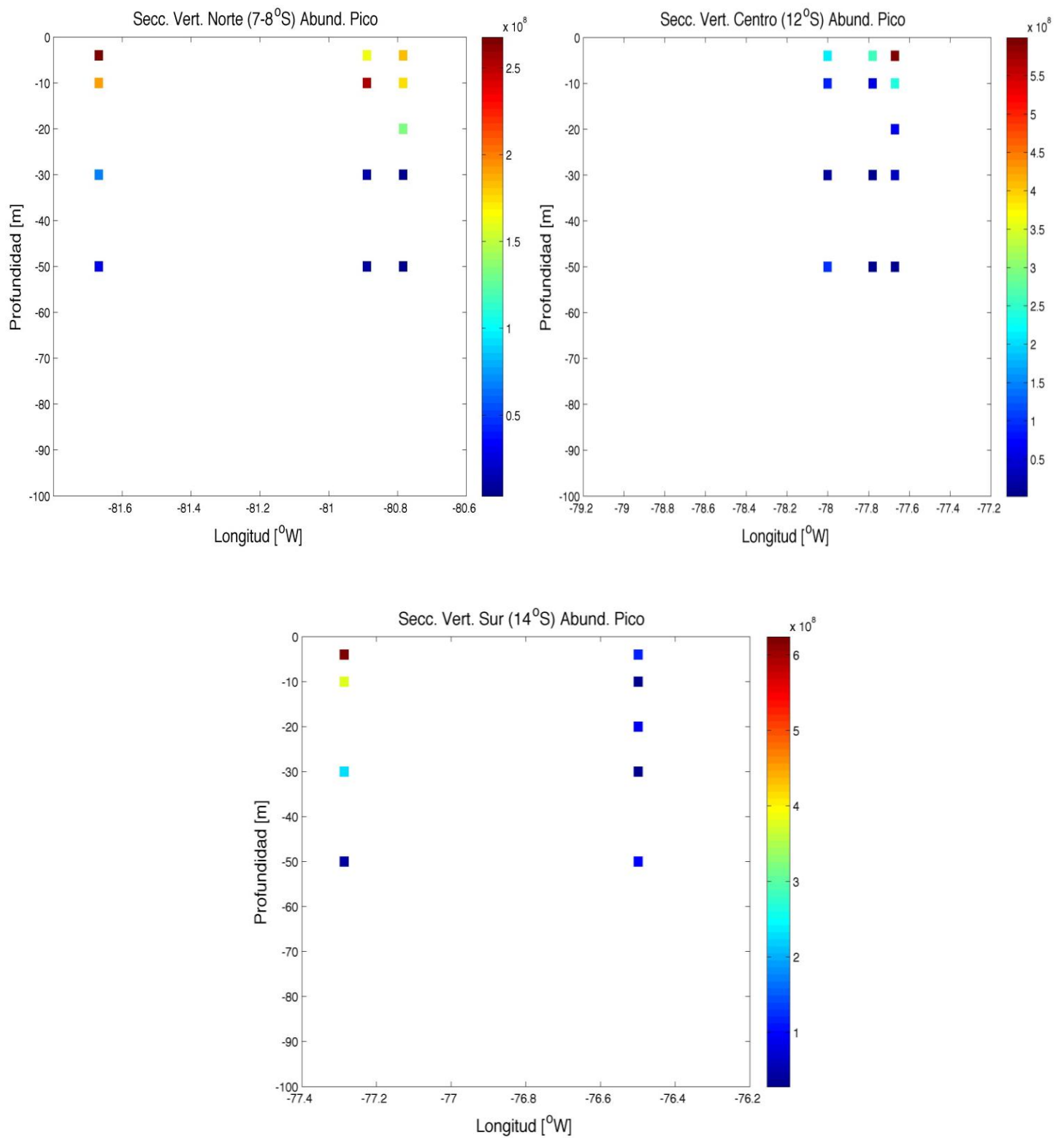


**Figura 9R. Distribución horizontal de la máxima abundancia (células.L<sup>-1</sup>) de picofitoplancton.**

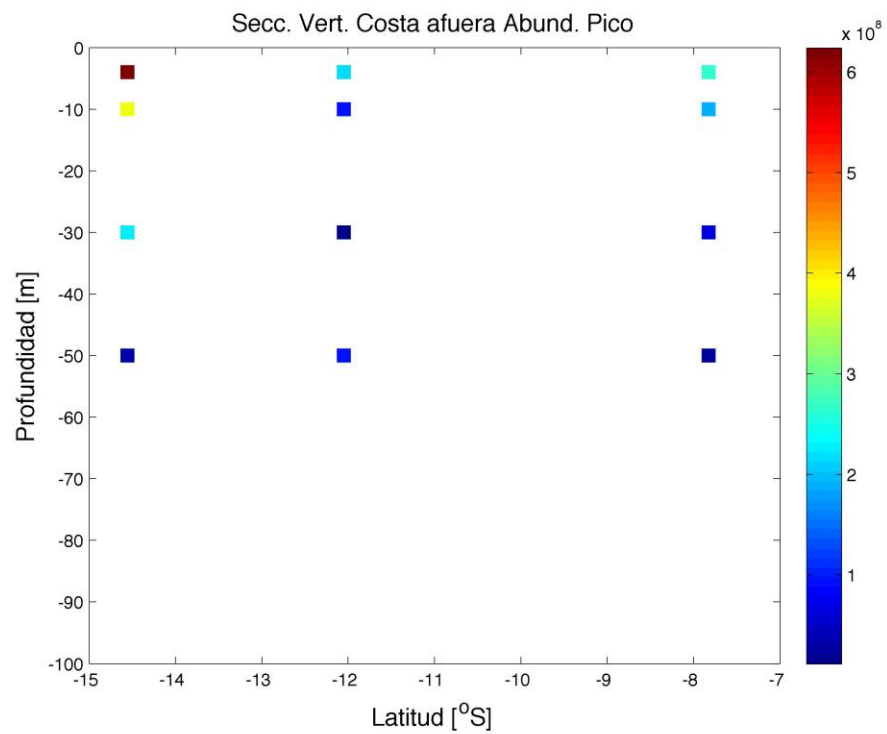
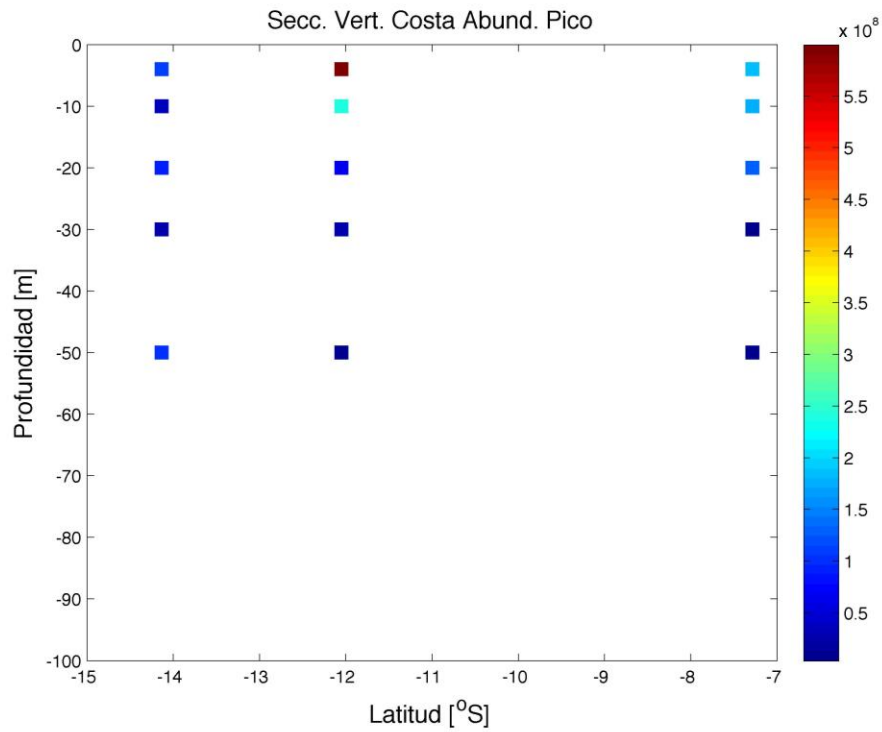


**Figura 10R.** *Contribución porcentual de la abundancia de los 2 géneros de picofitoplancton.*

Para la distribución vertical se tienen secciones de las zonas norte, centro y sur en las zonas costera como oceánica. Para la zona norte el mayor valor de abundancia fue  $2.6 \times 10^8$  células.L<sup>-1</sup> (estación 11) a una profundidad de 10 m y fuera de la zona costera. Para la zona centro el mayor valor registrado fue de  $5.9 \times 10^8$  células.L<sup>-1</sup> (estación 3) a 4 m de profundidad en zona costera. Finalmente, para la sección sur el mayor valor registrado fue de  $3.8 \times 10^8$  células.L<sup>-1</sup> (estación 28) a 4 m de profundidad en zona oceánica.



**Figura 11R. Secciones verticales de Abundancia de picofitoplancton (células.L<sup>-1</sup>). Zonas norte, centro y sur.**



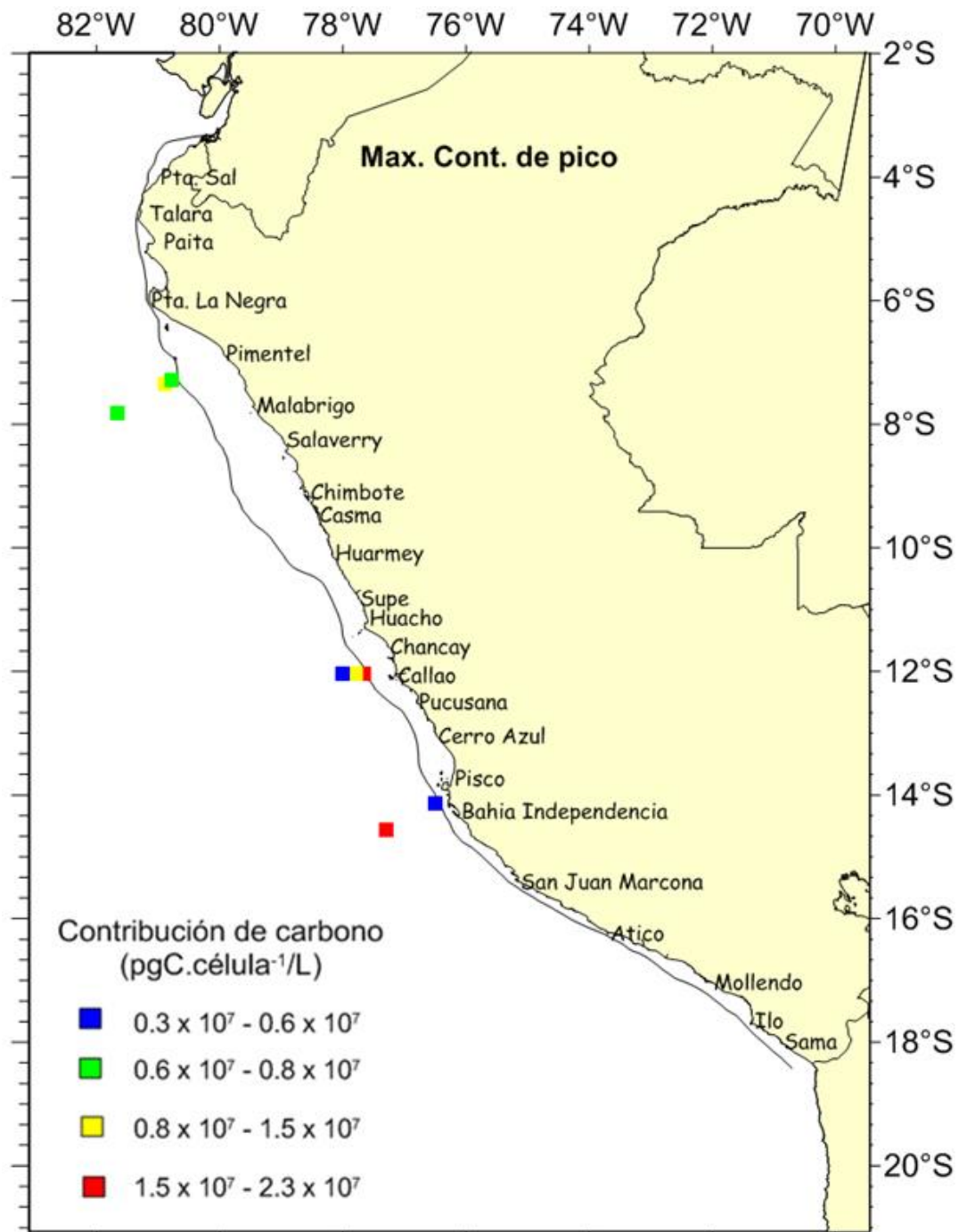
**Figura 12R.** Secciones verticales de Abundancia de picofitoplancton ( $N^{\circ}células.L^{-1}$ ). Zonas Costera y oceánica (costa afuera).

#### d. Contribución de carbono de picofitoplancton

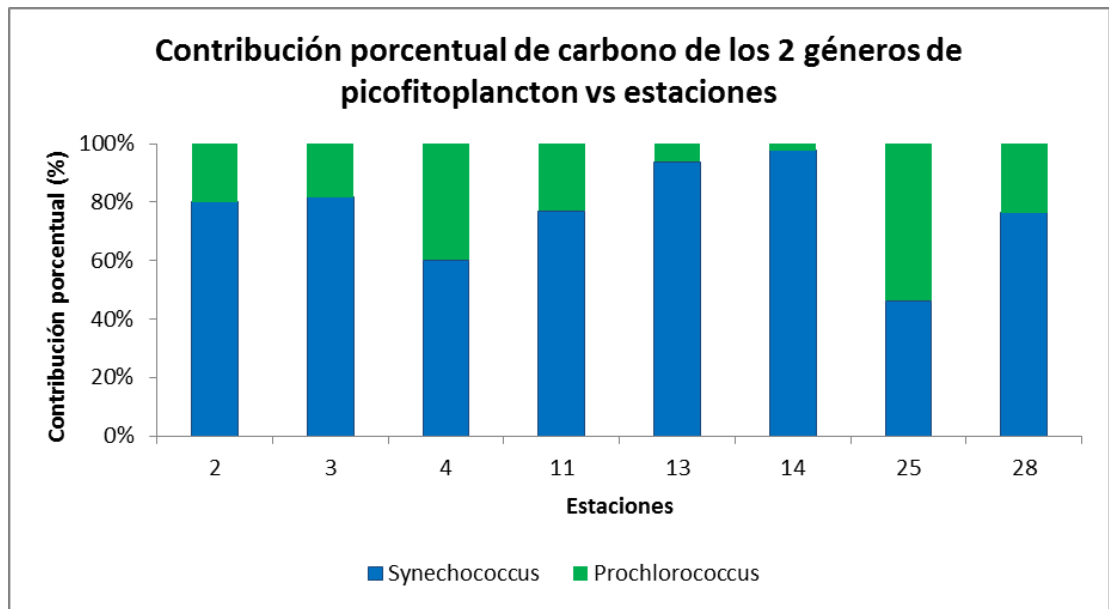
Se calculó la contribución de carbono ( $\text{pgC.célula}^{-1}/\text{L}$ ) para las 8 estaciones. El género *Synechococcus* tuvo la mayor contribución de carbono con 78.6 % ( $0.13 \times 10^9 \text{ pgC.célula}^{-1}/\text{L}$ ); mientras que, el género *Prochlorococcus* tuvo una contribución del 21.4% ( $0.03 \times 10^9 \text{ pgC.célula}^{-1}/\text{L}$ ). Los valores de contribución de Carbono variaron de un máximo de  $4 \times 10^7 \text{ pgC.célula}^{-1}/\text{L}$  para la estación 28, a un mínimo de  $1 \times 10^7 \text{ pgC.célula}^{-1}/\text{L}$  en la estación 3. La máxima contribución de carbono se registró en la estación 2 a 4 m de profundidad con un valor de  $2.3 \times 10^7 \text{ pgC.célula}^{-1}/\text{L}$ .

<b>Distribución porcentual de la contribución de carbono de los 2 géneros de Picofitoplancton</b>		
<b>Género</b>	<b>Porcentaje (%)</b>	<b>Contribución de carbono (<math>\text{pgC.célula}^{-1}/\text{L}</math>)</b>
Prochlorococcus	21.4	$0.03 \times 10^9$
Synechococcus	78.6	$0.13 \times 10^9$

***Tabla 6. Distribución porcentual de la contribución de carbono de los 2 géneros de picofitoplancton para 8 estaciones muestreadas del proyecto AMOP. Enero – Febrero 2014.***



*Figura 13R. Distribución horizontal de la máxima contribución de carbono de picofitoplancton.*



*Figura 14R. Contribución porcentual de la contribución de carbono de los 2 géneros de picofitoplancton.*

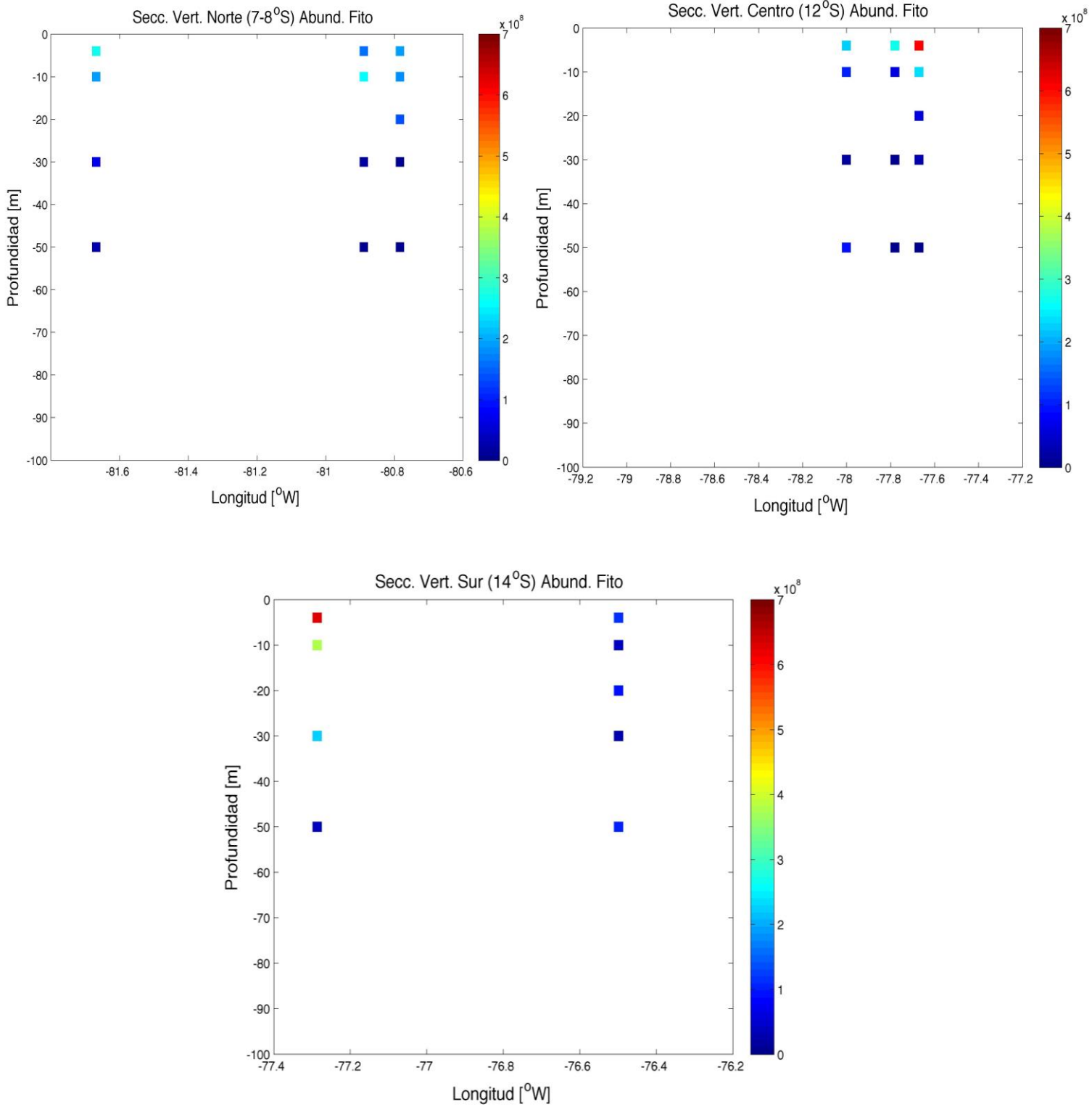
### e. Abundancia de Fitoplancton total

La abundancia del fitoplancton para la totalidad de estaciones (8) y las 5 profundidades muestreadas fue de  $4.8 \times 10^9$  células.L<sup>-1</sup>, con el 98.6% por parte del picofitoplancton ( $4.7 \times 10^9$  células.L<sup>-1</sup>), 1% para el nanofitoplancton ( $0.4 \times 10^9$  células.L<sup>-1</sup>) y menos del 1% del microfitoplancton ( $0.1 \times 10^9$  células.L<sup>-1</sup>). A nivel de grupos y géneros la mayor contribución la tuvo el género *Synechococcus* con un 78%, seguido de *Prochlorococcus* y el nanofitoplancton con 20% y 1% respectivamente. Finalmente, las diatomeas, dinoflagelados y otros (silicoflagelados y otros flagelados) contribuyeron con menos del 1%.

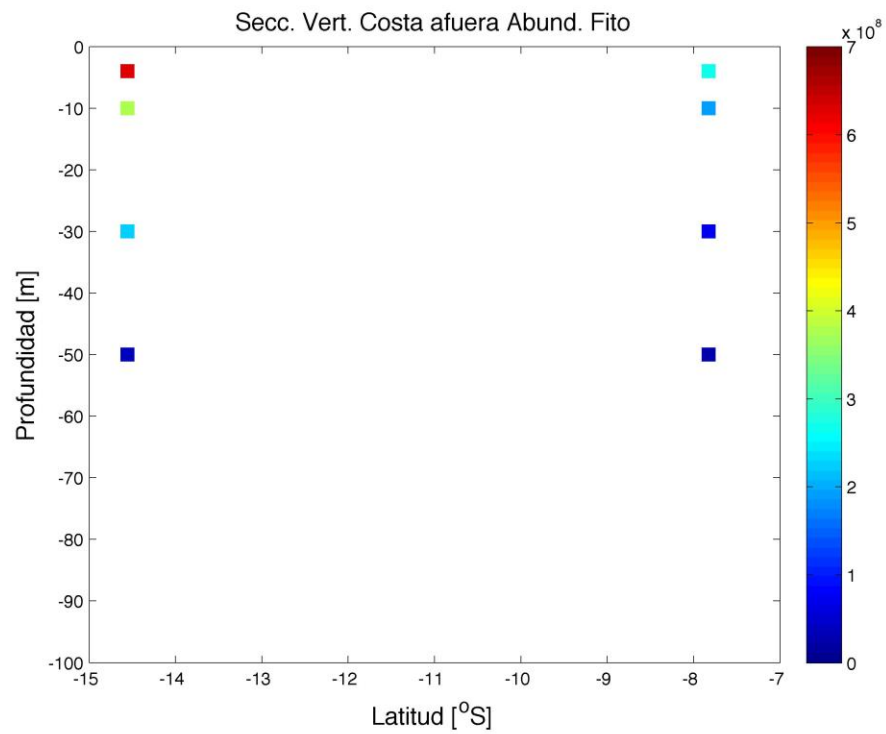
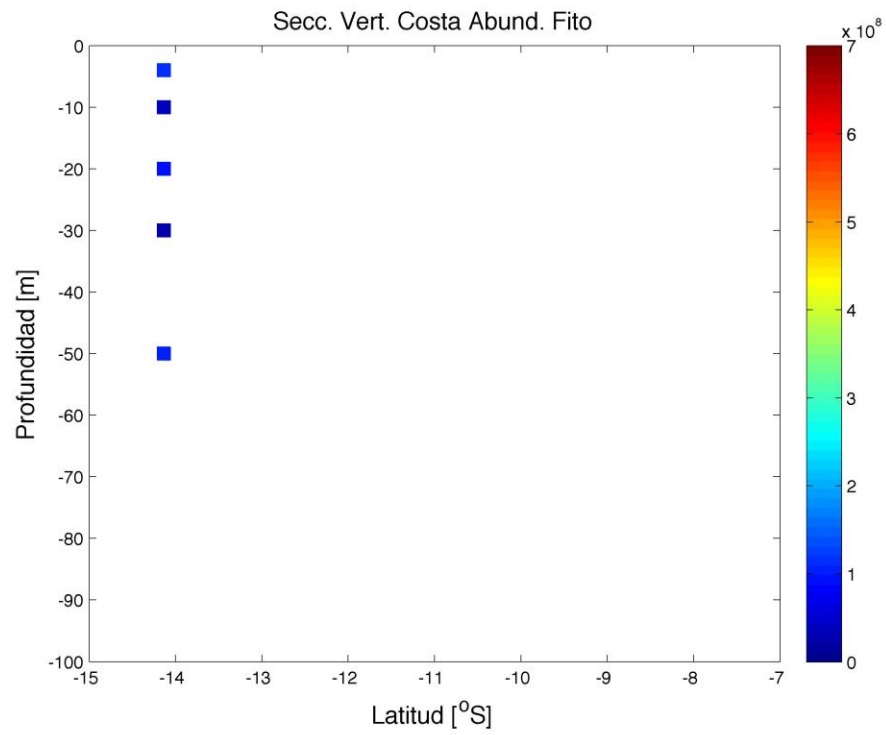
<b>Distribución porcentual de la abundancia de los grupos de fitoplancton</b>		
<b>Grupos</b>	<b>Porcentaje (%)</b>	<b>Abundancia (células.L<sup>-1</sup>)</b>
<b>Microfitoplancton</b>	<b>0.4</b>	<b><math>0.1 \times 10^9</math></b>
Diatomeas	< 1	
Dinoflagelados	< 1	
Otros	< 1	
<b>Nanofitoplancton</b>	<b>1</b>	<b><math>0.4 \times 10^9</math></b>
<b>Picofitoplancton</b>	<b>98.6</b>	<b><math>4.7 \times 10^9</math></b>
<i>Prochlorococcus</i>	20	
<i>Synechococcus</i>	78	
<b>Total</b>	<b>100</b>	<b><math>4.81 \times 10^9</math></b>

*Tabla 7. Distribución porcentual de la abundancia de los 4 grupos de microfitoplancton, nanofitoplancton y los 2 géneros de picofitoplancton para 8 estaciones del proyecto AMOP. Enero – Febrero 2014.*

Para la distribución vertical se tienen secciones de las zonas norte, centro y sur en las zonas costera como oceánica. Para la zona norte el mayor valor de abundancia fue  $2.6 \times 10^8$  células.L<sup>-1</sup> (estación 13) a una profundidad de 4 m y fuera de la zona costera. Para la zona centro el mayor valor registrado fue de  $6 \times 10^8$  células.L<sup>-1</sup> (estación 2) a 4 m de profundidad en zona costera. Finalmente, para la sección sur el mayor valor registrado fue de  $6.2 \times 10^8$  células.L<sup>-1</sup> (estación 28) a 4 m de profundidad en zona oceánica.



**Figura 15R. Secciones verticales de Abundancia de fitoplancton total (células.L<sup>-1</sup>) en la oxiclina. Zonas norte, centro y sur.**



**Figura 16R.** Secciones verticales de Abundancia de fitoplancton total (células.L<sup>-1</sup>).

**Zonas Costera y oceánica (costa afuera).**

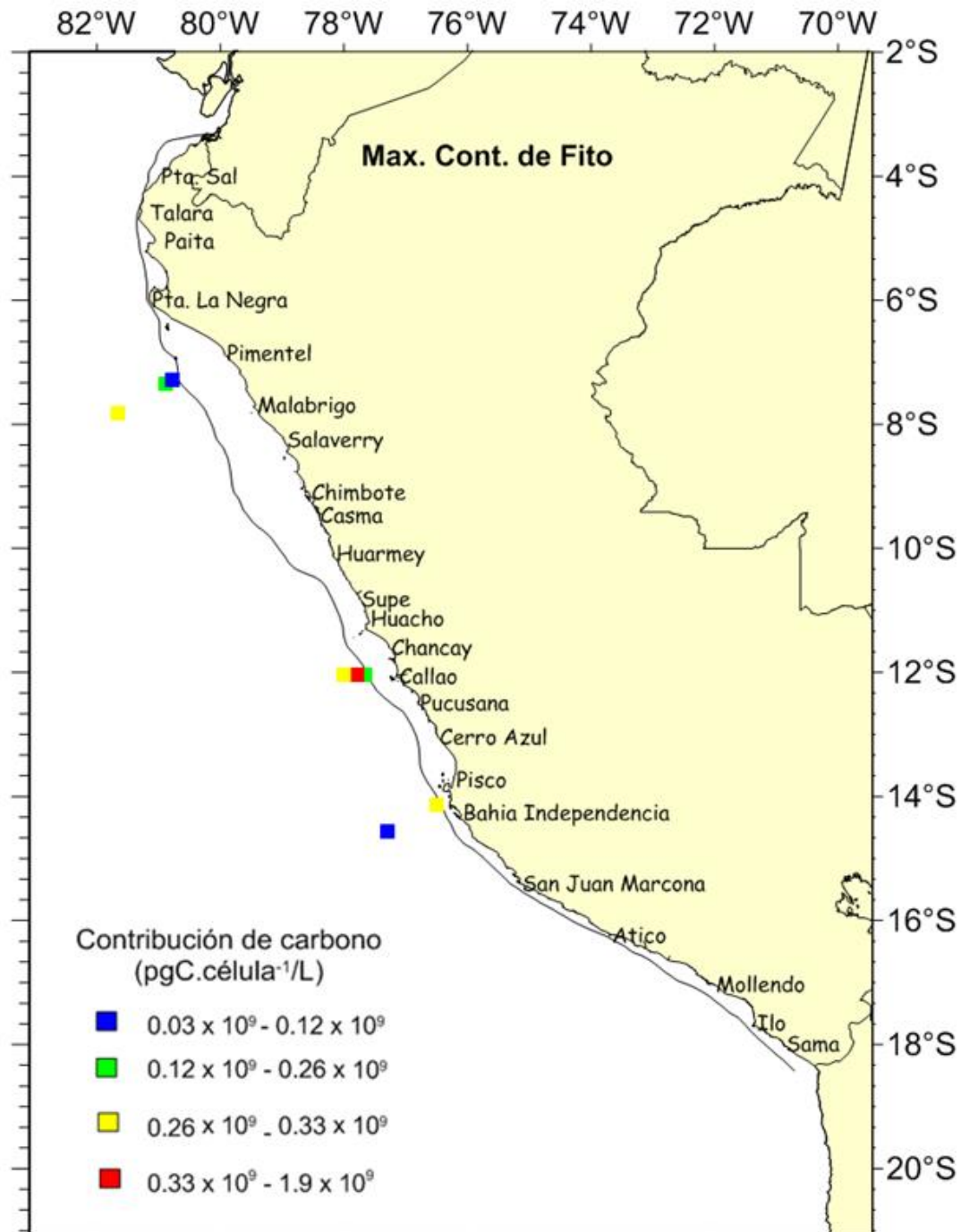
#### f. Contribución de carbono de Fitoplancton total

Se calculó la contribución de carbono ( $\text{pgC.célula}^{-1}/\text{L}$ ) para las 8 estaciones. El Microfitoplancton tuvo la mayor contribución de carbono con 74 % ( $3.9 \times 10^9 \text{ pgC.célula}^{-1}/\text{L}$ ), 23 % ( $1.2 \times 10^9 \text{ pgC.célula}^{-1}/\text{L}$ ) para el Nanofitoplancton, y 3 % ( $0.1 \times 10^9 \text{ pgC.célula}^{-1}/\text{L}$ ) para el Picofitoplancton. Respecto a los grupos y géneros, los dinoflagelados contribuyeron con un 47%, las diatomeas con 25.4%, el nanofitoplancton con 23%, *Synechococcus* con 2.4%, otros (silicoflagelados y fitoflagelados) con 1.6% y finalmente *Prochlorococcus* con menos del 1%.

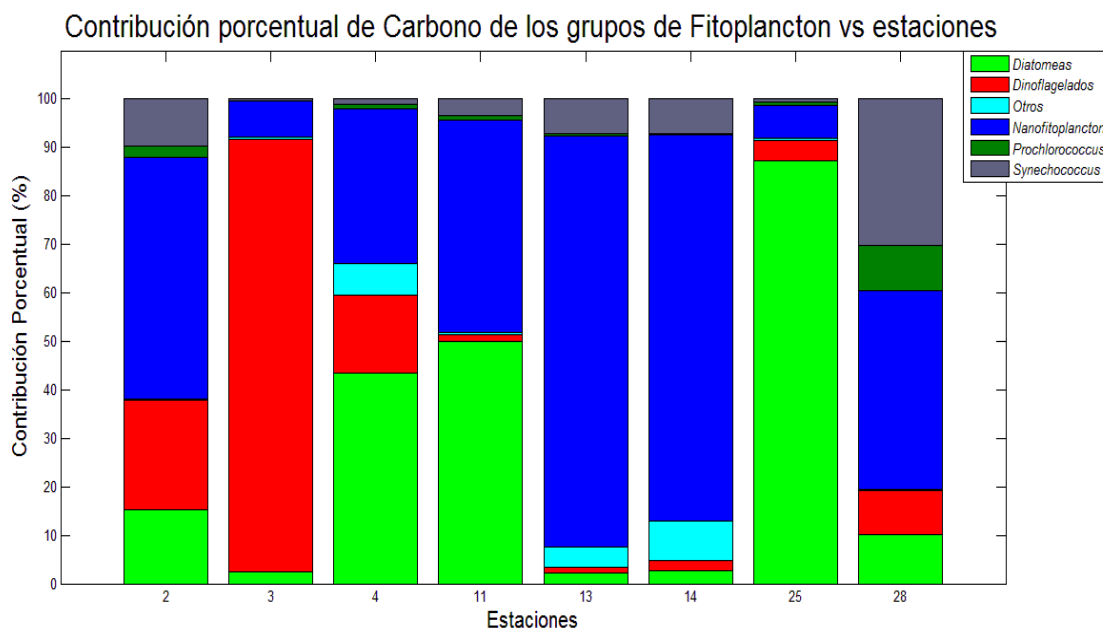
<b>Distribución porcentual de la contribución de carbono de los grupos de fitoplancton</b>		
<b>Grupos</b>	<b>Porcentaje (%)</b>	<b>Contribución de carbono (<math>\text{pgC.célula}^{-1}/\text{L}</math>)</b>
<b>Microfitoplancton</b>	<b>74</b>	<b><math>3.9 \times 10^9 \text{ pgC.célula}^{-1}/\text{L}</math></b>
Diatomeas	25.4	
Dinoflagelados	47	
Otros	1.6	
<b>Nanofitoplancton</b>	<b>23</b>	<b><math>1.2 \times 10^9 \text{ pgC.célula}^{-1}/\text{L}</math></b>
<b>Picofitoplancton</b>	<b>3</b>	<b><math>0.1 \times 10^9 \text{ pgC.célula}^{-1}/\text{L}</math></b>
<i>Prochlorococcus</i>	< 1	
<i>Synechococcus</i>	2.4	

*Tabla 8. Distribución porcentual de la contribución de carbono de los 4 grupos de microfitoplancton, nanofitoplancton y los dos géneros de picofitoplancton para 8 estaciones del proyecto AMOP. Enero – Febrero 2014.*

La máxima contribución de carbono se registró en la estación 3 a 4 m de profundidad con un valor de  $1.9 \times 10^9$  pgC.célula<sup>-1</sup>/L.



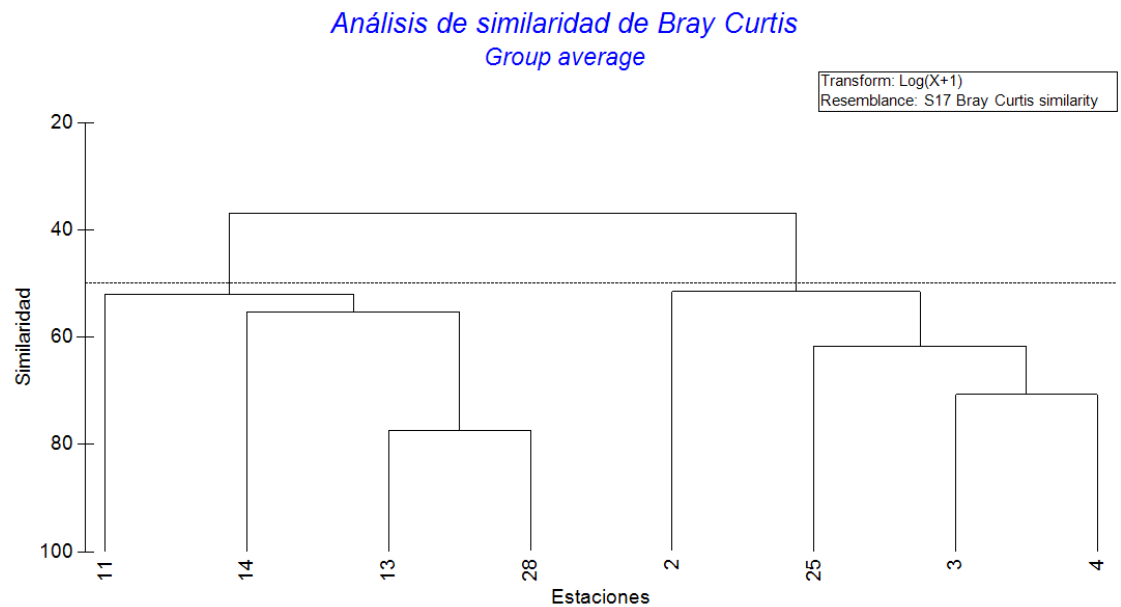
*Figura 17R. Distribución horizontal de la máxima contribución de carbono de fitoplancton total.*



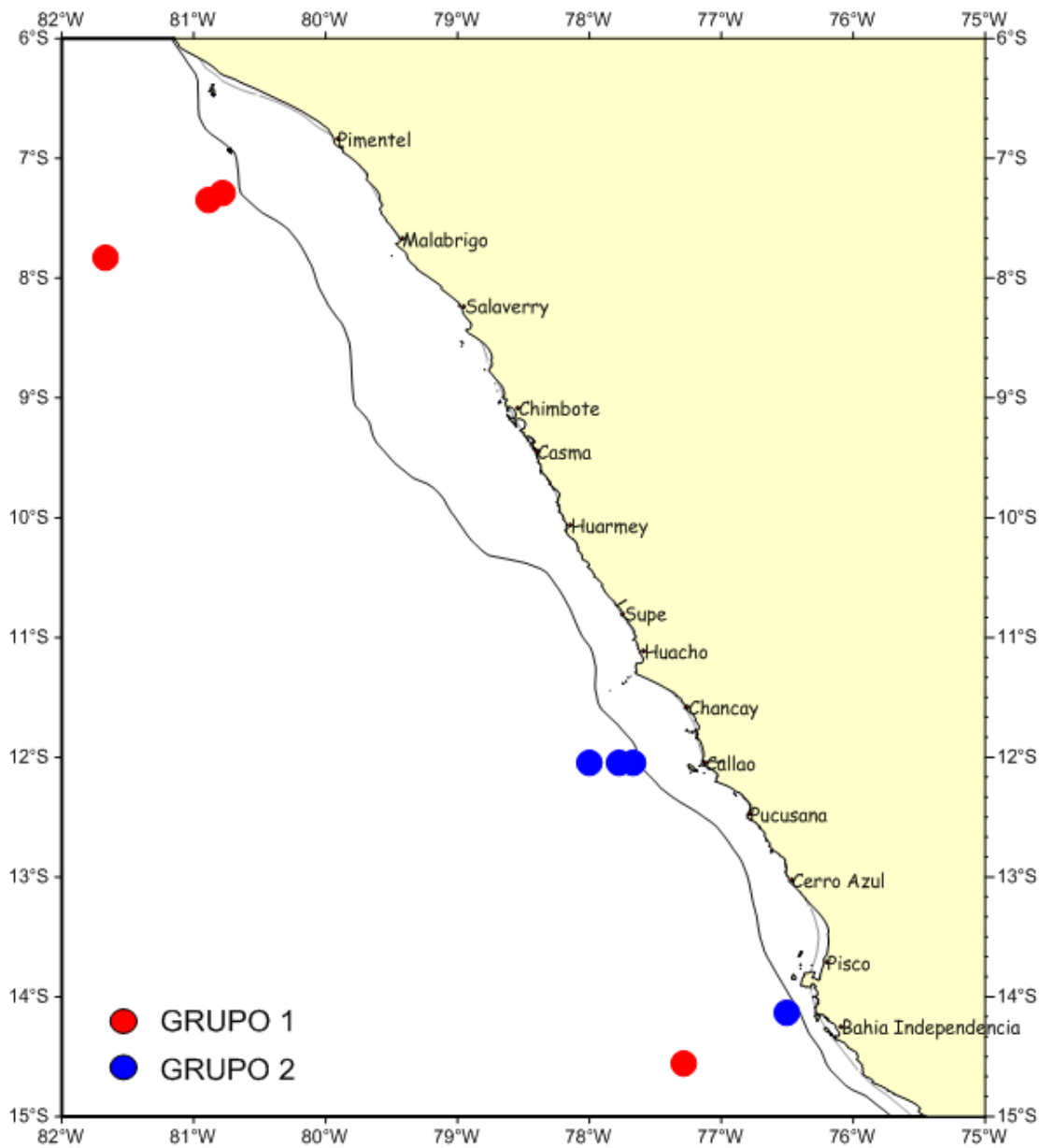
*Figura 18R. Contribución porcentual de la contribución de carbono de los 4 grupos de microfitoplancton, nanofitoplancton y los 2 géneros de picofitoplancton.*

### g. Análisis comunitario de Fitoplancton

El análisis comunitario del fitoplancton se determinó con los datos de 8 estaciones a una abundancia de 10 metros de profundidad. De un total de 130 géneros y especies reportadas se redujo el número a 68 con el método SIMPER. Posteriormente se utilizó el coeficiente de similaridad de Bray-Curtis y análisis de clasificación jerárquica (CLUSTER) con una transformación logarítmica previa. El análisis al 50% de similitud permitió distinguir dos grupos: GRUPO 1 y GRUPO 2.



***Figura 19R. Análisis de clasificación jerárquica (CLUSTER) con índice de similitud de Bray-Curtis para la abundancia de fitoplancton total de 8 estaciones a 10 metros de profundidad del proyecto AMOP. Enero – Febrero 2014.***



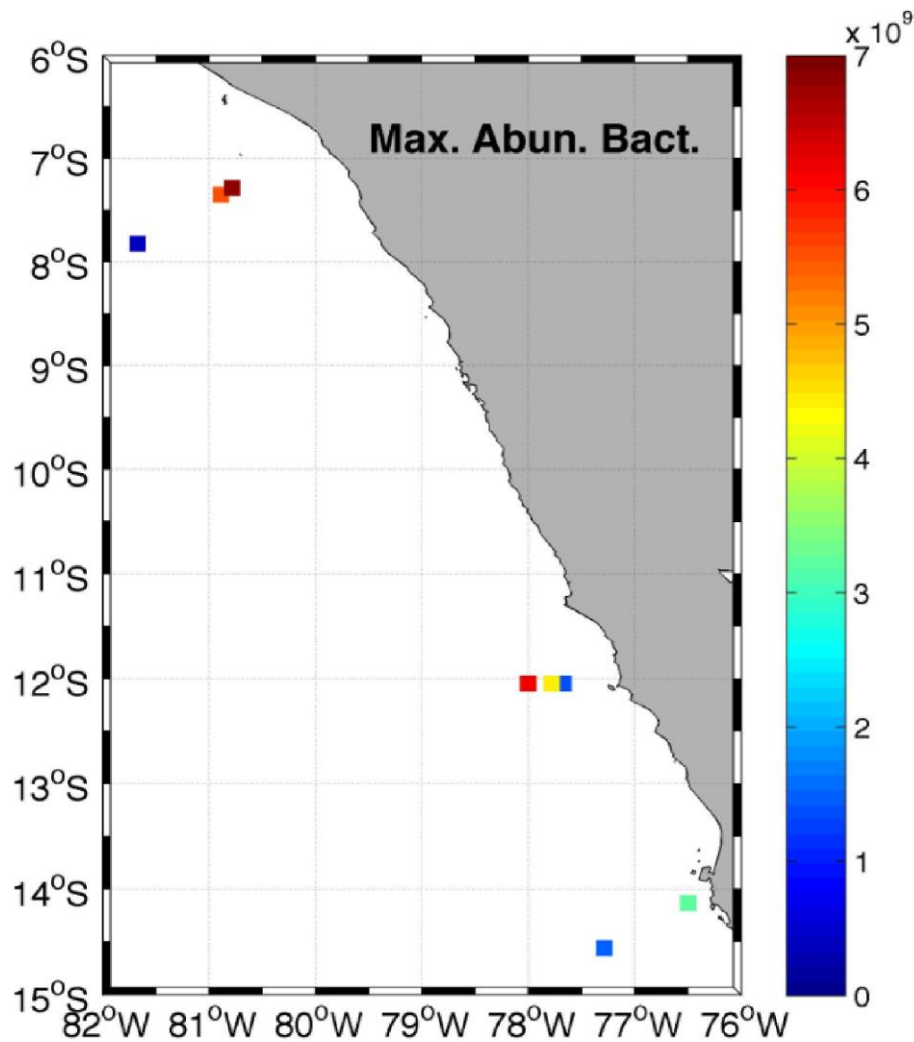
*Figura 20R. Distribución horizontal del Análisis de clasificación jerárquica (CLUSTER) para la abundancia de fitoplancton total de 8 estaciones a 10 metros de profundidad del proyecto AMOP. Enero – Febrero 2014.*

El grupo 1 abarcó las estaciones 11, 13, 14 en la zona de Chicama desde la zona más oceánica a la zona más costera respectivamente; y, la estación 28 en la zona oceánica de Pisco. Estas 4 estaciones tuvieron las mayores concentraciones del género *Synechococcus*, principalmente por la estación 28

El grupo 2 contiene las estaciones 2, 3, 4 en la zona de Callao desde la zona más cercana a costa hacia la zona más oceánica respectivamente; y, la estación 25 en la zona cerca a la costa de Pisco. Estas estaciones contaron con las mayores concentraciones de las diatomeas *Amphora sp.*, *Leptocylindrus danicus*, *Dactyliosolen fragilissimus*, *Thalassionema nitzschioides* y el dinoflagelado *Scropsiella trochoidea*.

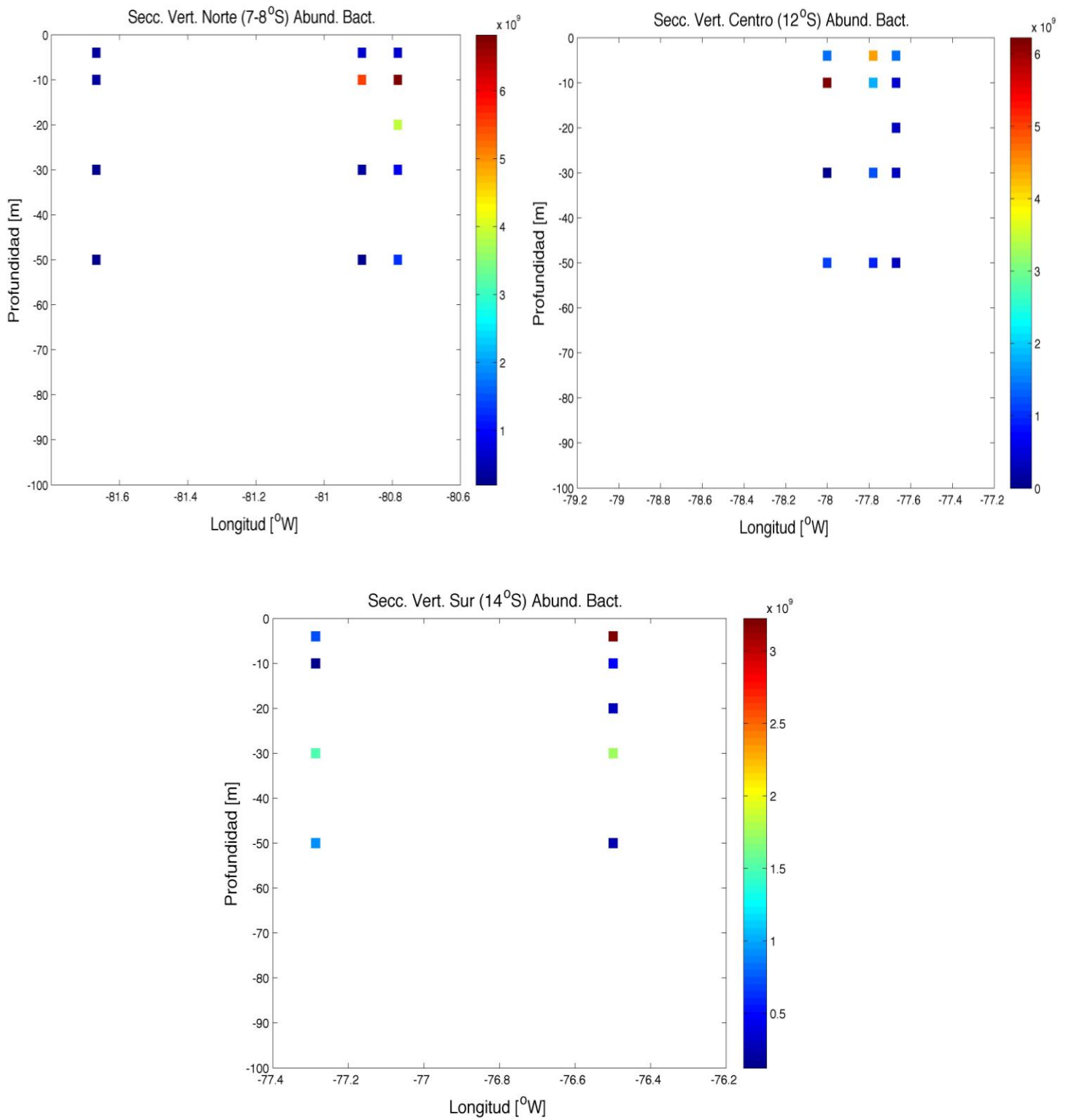
### **h. Bacterias heterótrofas**

La abundancia de las bacterias heterótrofas para la totalidad de estaciones (8) fue de  $50 \times 10^9$  células.L<sup>-1</sup>. La abundancia varió de un máximo de  $13 \times 10^9$  células.L<sup>-1</sup> (estación 14); a un mínimo de  $1.1 \times 10^9$  células.L<sup>-1</sup> (estación 11). La máxima abundancia bacteriana se registró en la estación 14 a 10 m de profundidad con el valor de  $6.8 \times 10^9$  células.L<sup>-1</sup>.

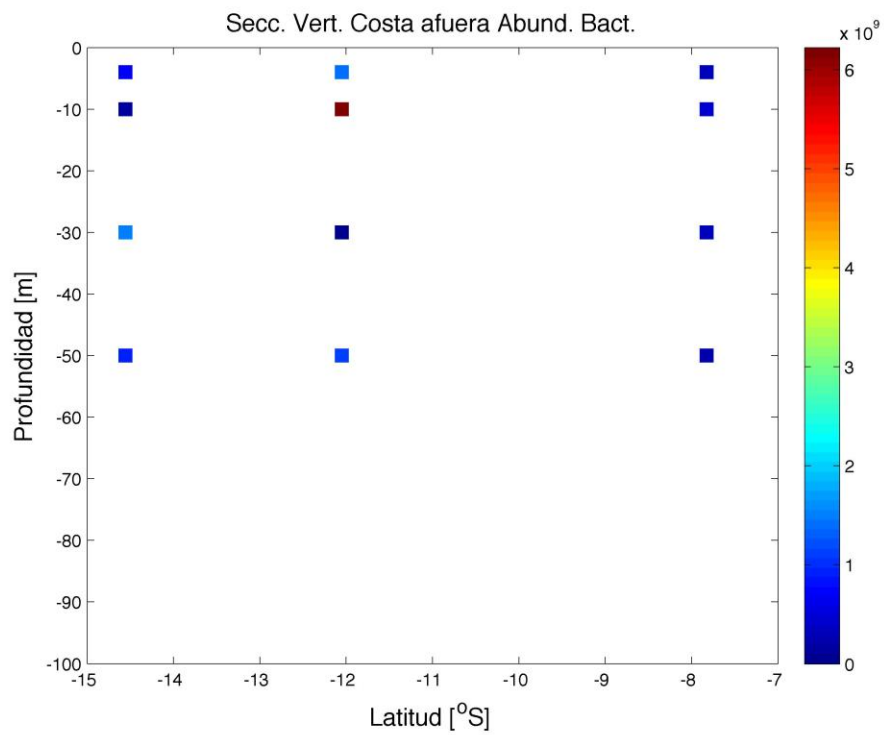
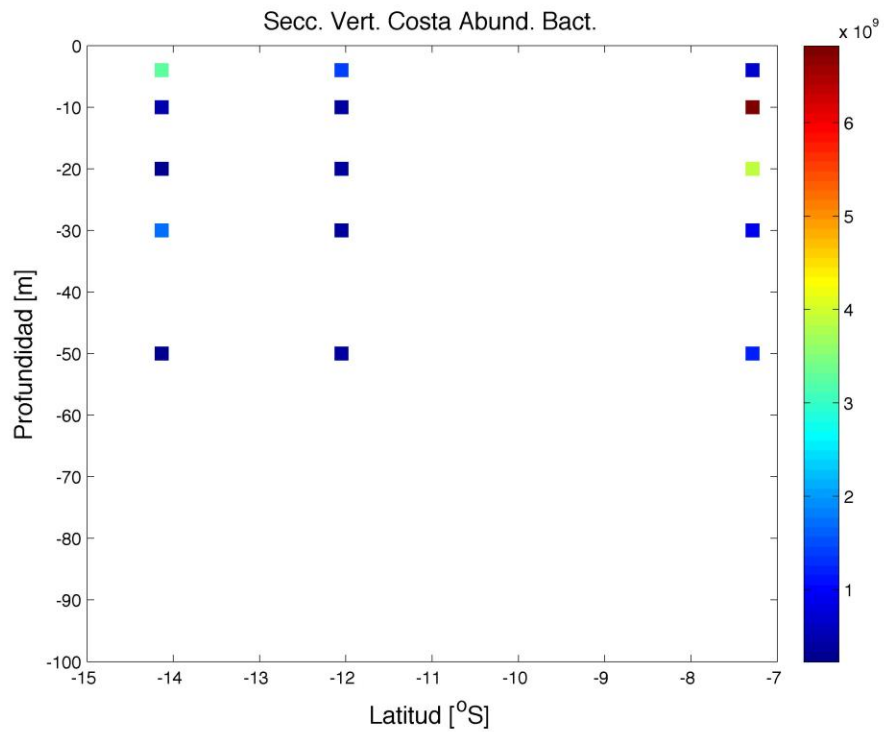


*Figura 21R. Distribución horizontal de la máxima abundancia (células.L<sup>-1</sup>) bacteriana.*

Para la distribución vertical se tienen secciones de las zonas norte, centro y sur en las zonas costera como oceánica. Para la zona norte el mayor valor de abundancia fue  $6.8 \times 10^9$  células.L<sup>-1</sup> (estación 14) a una profundidad de 10 m dentro de la zona costera. Para la zona centro el mayor valor registrado fue de  $6.2 \times 10^9$  células.L<sup>-1</sup> (estación 4) a 10 m de profundidad en la zona oceánica. Finalmente, para la sección sur el mayor valor registrado fue de  $3.2 \times 10^9$  células.L<sup>-1</sup> (estación 25) a 4 m de profundidad en zona costera.



**Figura 22R. Secciones verticales de Abundancia de bacterias heterótrofas (células.L<sup>-1</sup>) en la oxiclina. Zonas norte, centro y sur.**



**Figura 23R.** Secciones verticales de Abundancia de bacterias heterótrofas ( $N^{\circ}$ células. $L^{-1}$ ). Zonas Costera y oceánica (costa afuera).

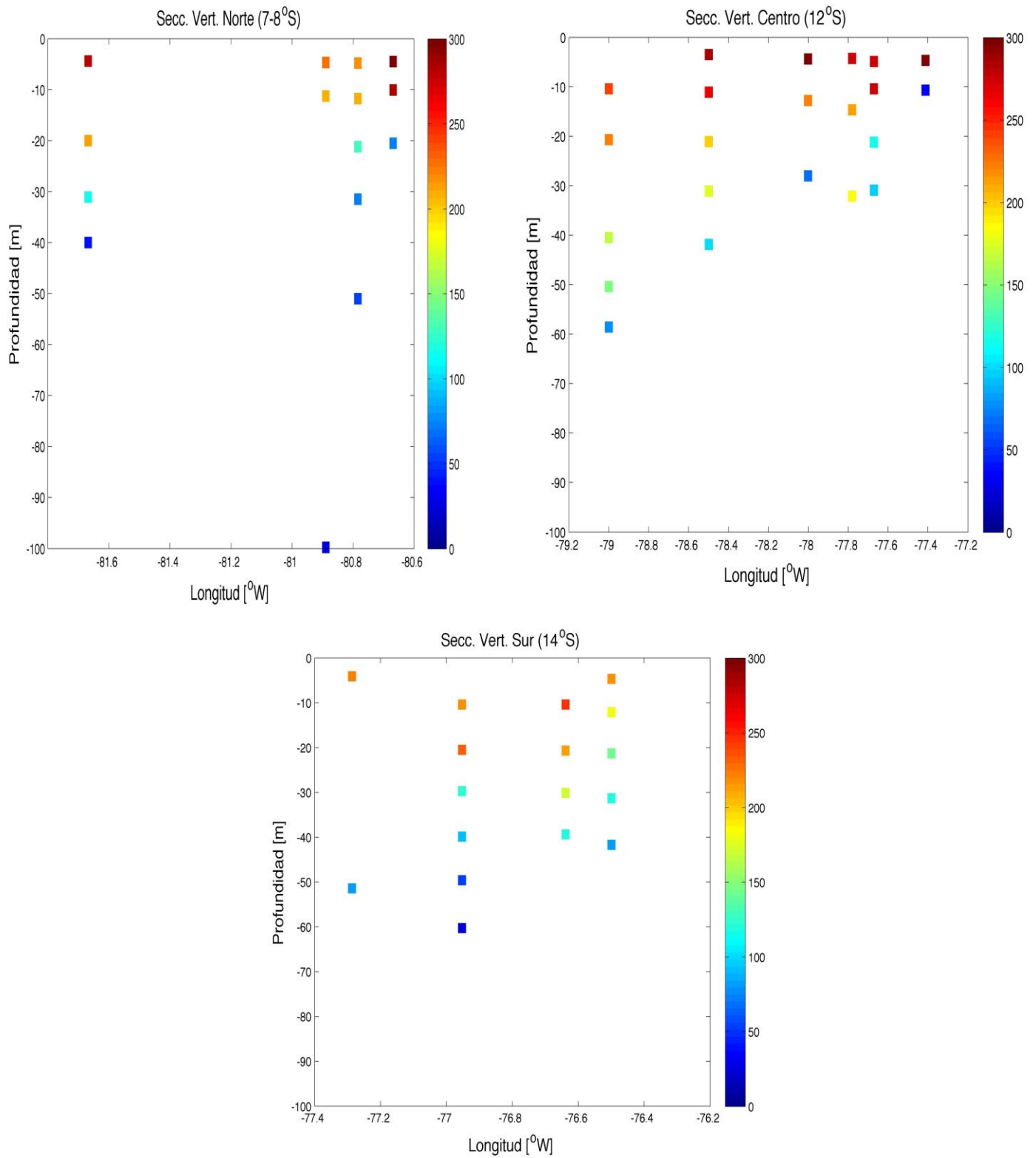
#### **4.2 Características de la Oxiclina (Intensidad del gradiente, Profundidad promedio y concentración de oxígeno)**

La oxiclina se define como una zona de la ZMO la cual se desarrolla por debajo de la zona superficial, donde el gradiente alcanza valores mayores a  $0.9 \mu\text{mol.Kg}^{-1}/\text{m}$  (Paulmier y Ruiz-Pino, 2008). Los valores de concentración de  $\text{O}_2$  en la oxiclina variaron entre  $23 \mu\text{mol.Kg}^{-1}$  a 71 m de profundidad (para la estación 30) como mínimo; a  $374.8 \mu\text{mol.Kg}^{-1}$  a 4 m de profundidad (para la estación 19) como máximo.

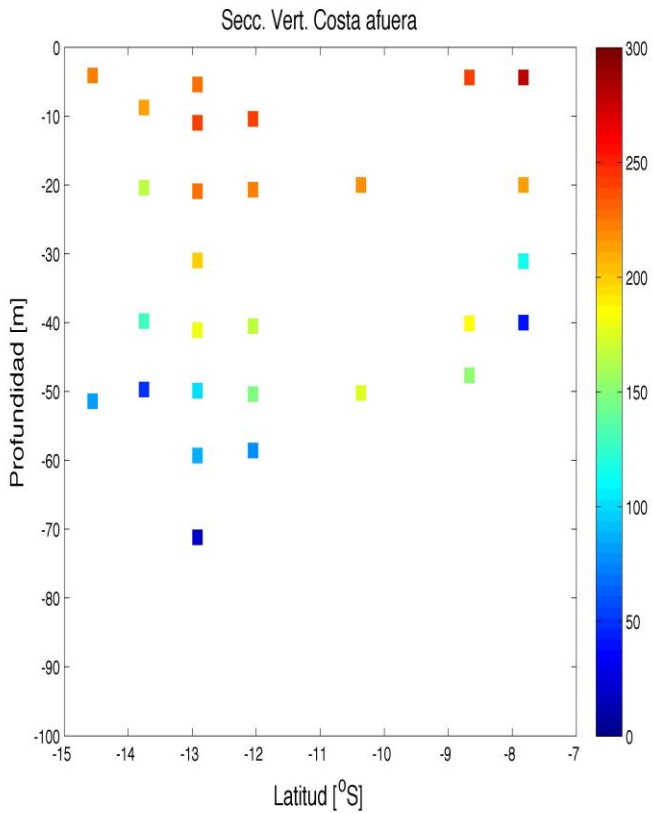
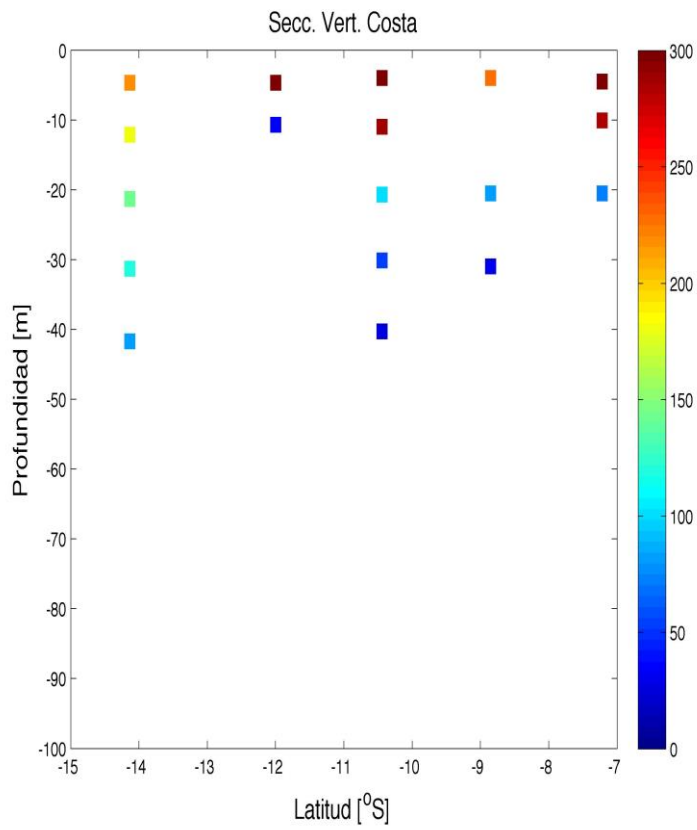
El valor mínimo de la profundidad media de la oxiclina fue de 10.7 m (estación 21) y el valor máximo de 58.6 m (estación 31). Los valores de espesor variaron con un mínimo de 6 m (estación 21) a un máximo de 95 m (estación 13).

El gradiente de oxígeno máximo se registró en la estación 21 con  $53.5 \mu\text{mol.Kg}^{-1}/\text{m}$ .

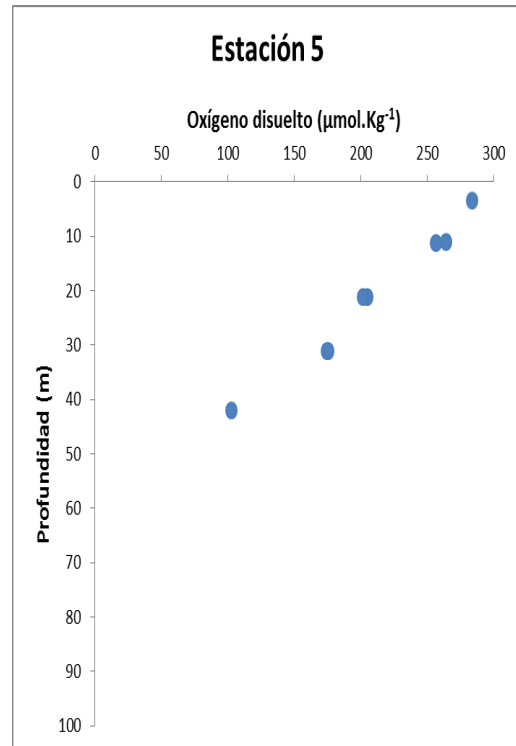
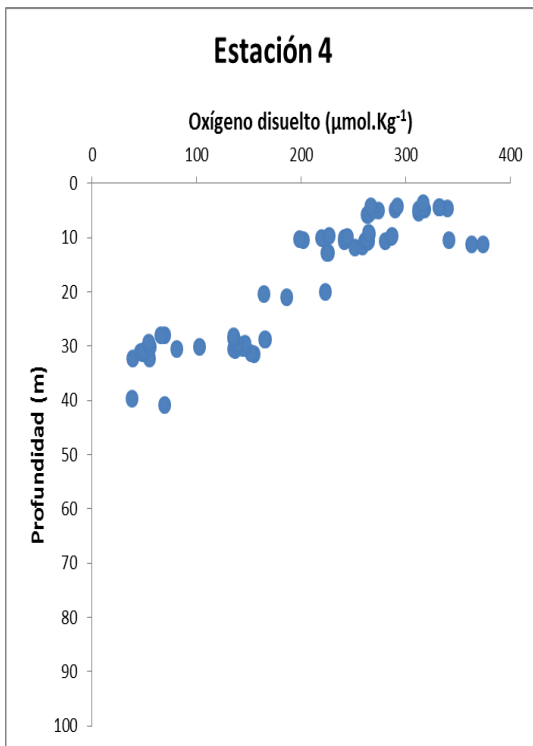
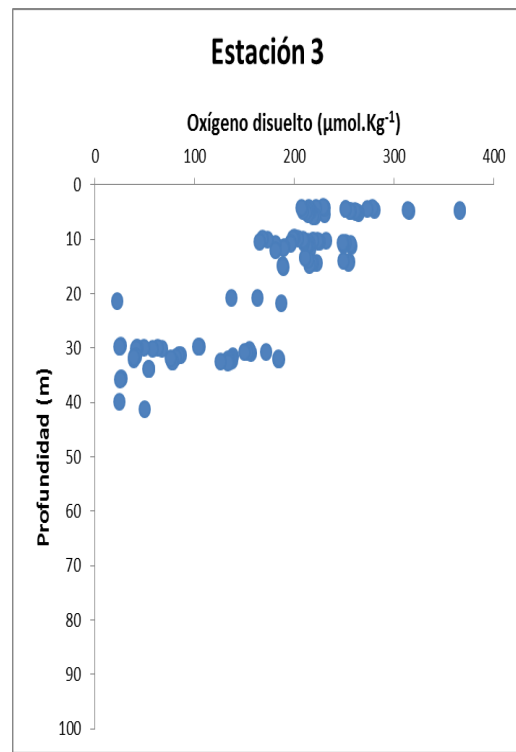
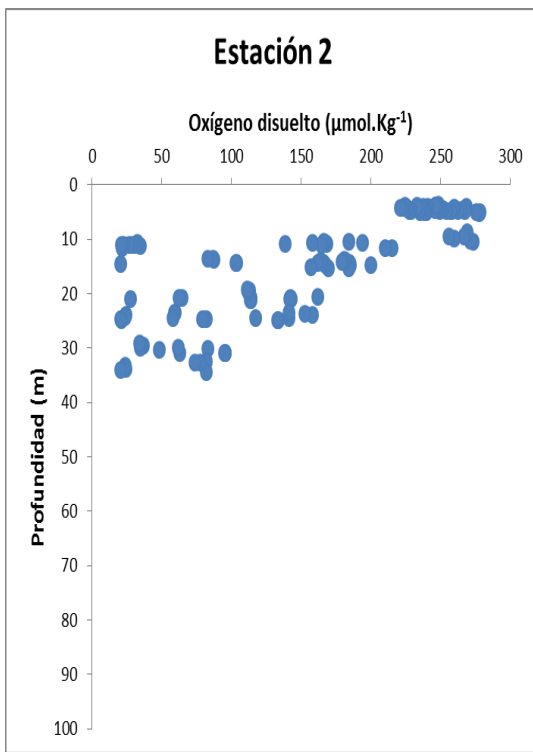
Para la distribución vertical de oxígeno disuelto en la oxiclina se tienen secciones de las zonas norte, centro y sur en las zonas costera como oceánica. Para la zona norte el mayor fue de  $317 \mu\text{mol.Kg}^{-1}$  (estación 15) a una profundidad de 4 m dentro de la zona costera. Para la zona centro el mayor valor registrado fue  $355 \mu\text{mol.Kg}^{-1}$  (estación 21) a 5 m de profundidad en la zona costera. Finalmente, para la sección sur el mayor valor registrado fue de  $243 \mu\text{mol.Kg}^{-1}$  (estación 26) a 10 m de profundidad en zona fuera de costa.



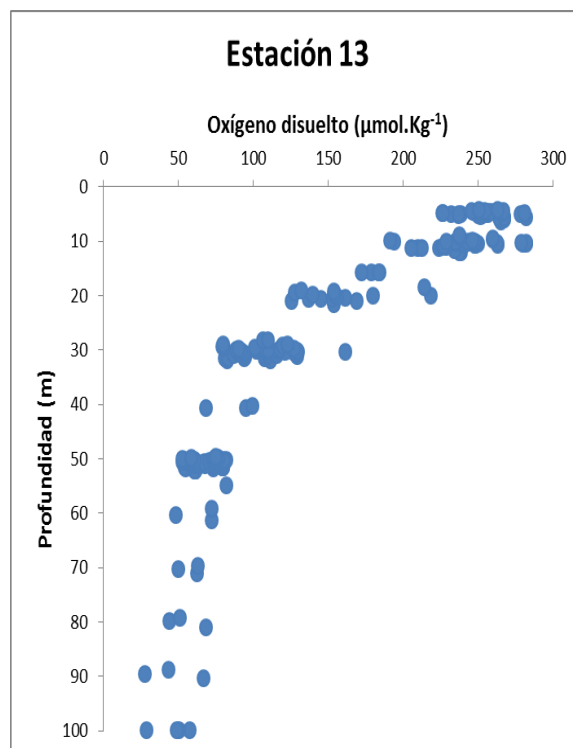
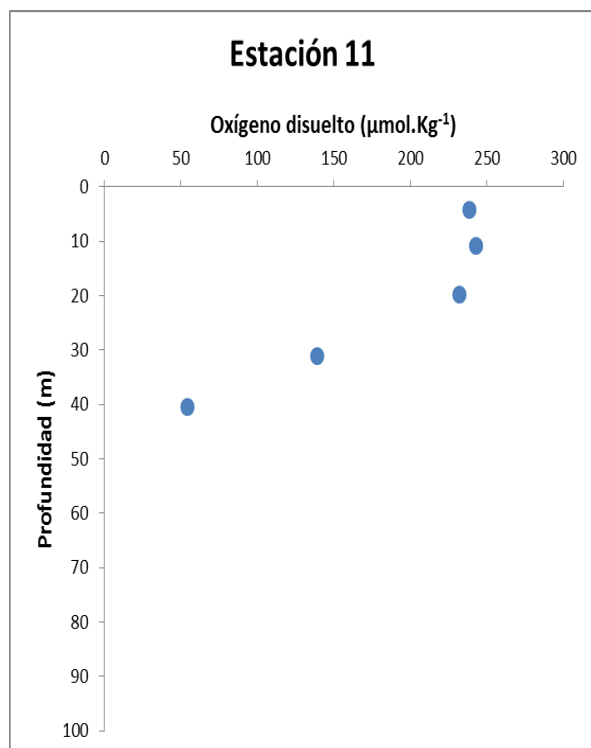
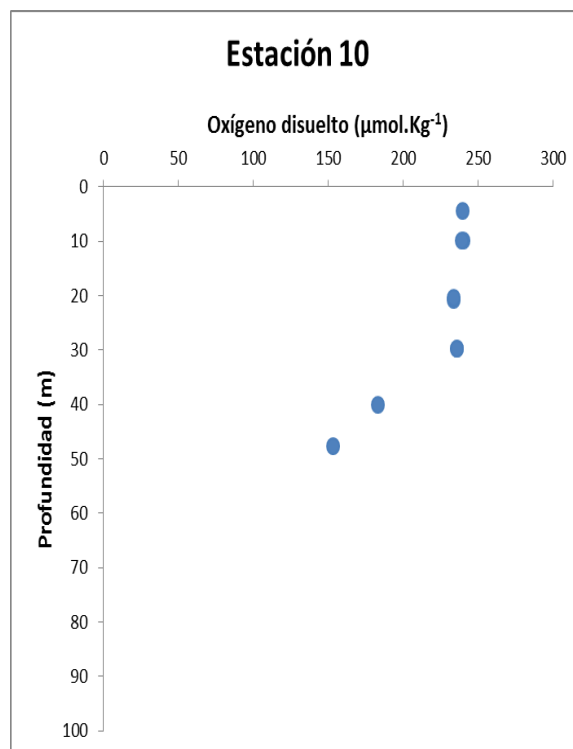
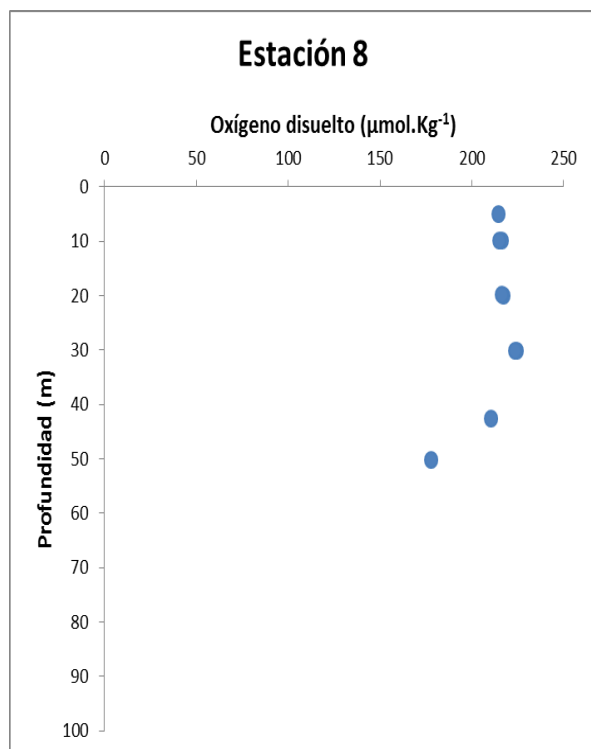
**Figura 24R. Secciones verticales de Concentración de oxígeno ( $\mu\text{mol.Kg}^{-1}$ ) en la oxiclina. Zonas norte, centro y sur.**



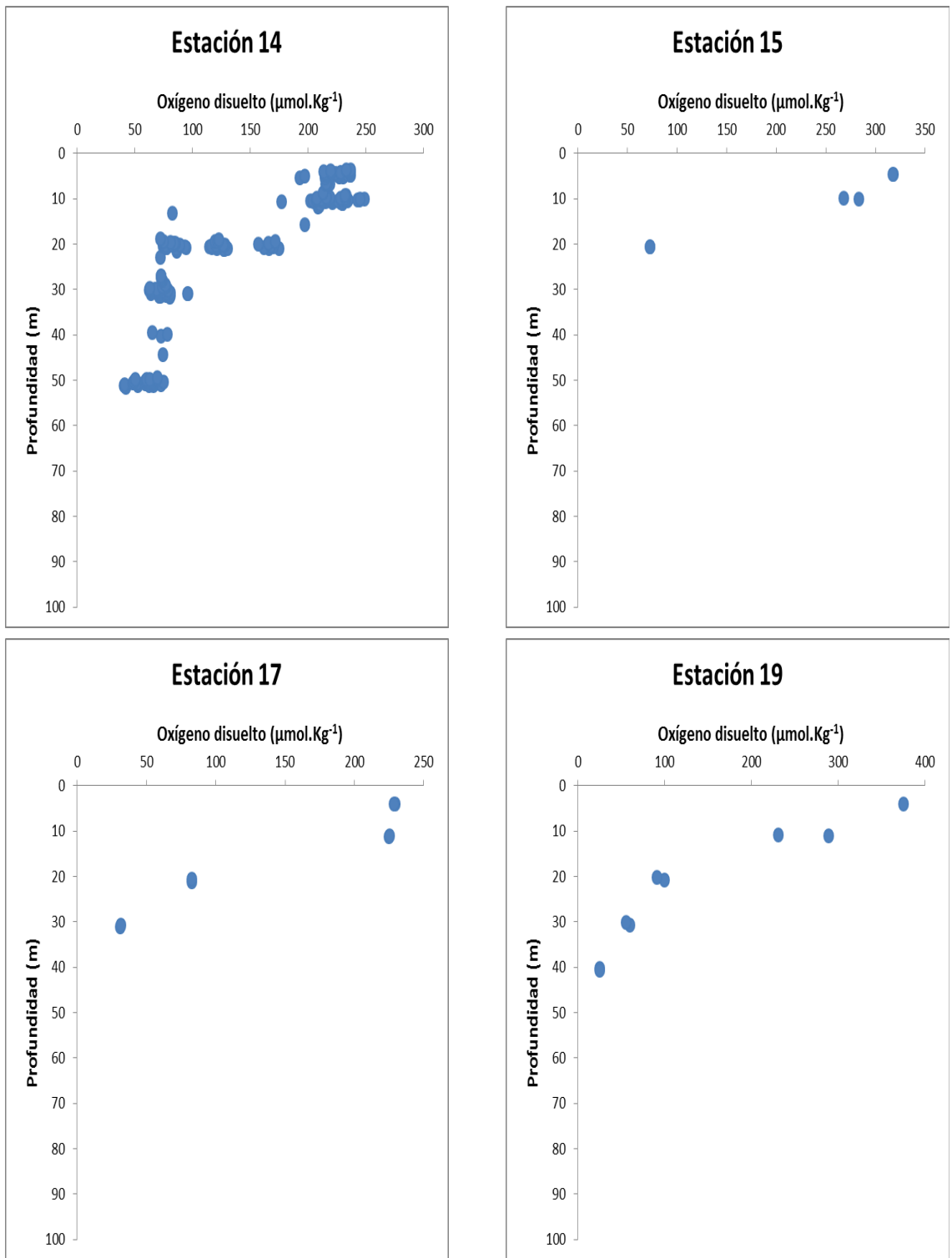
**Figura 25R. Secciones verticales de Concentración de oxígeno ( $\mu\text{mol.Kg}^{-1}$ ) en la oxiclina. Zonas Costera y oceánica (costa afuera).**



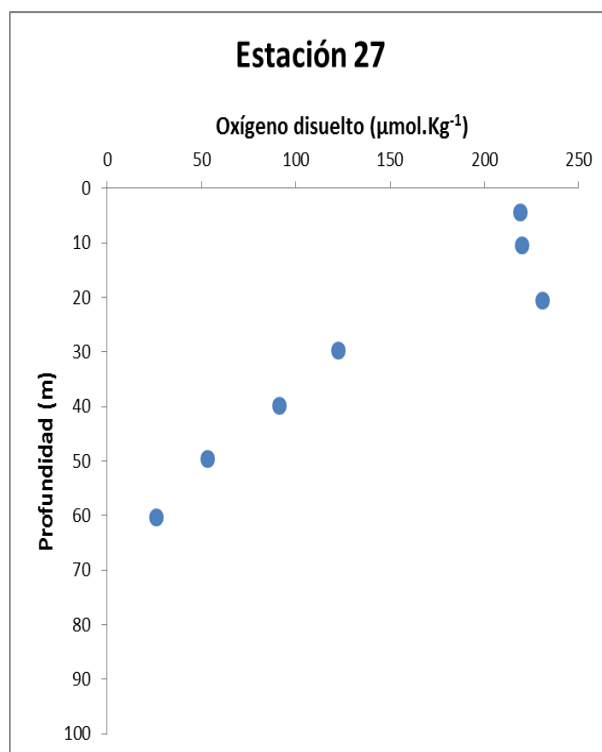
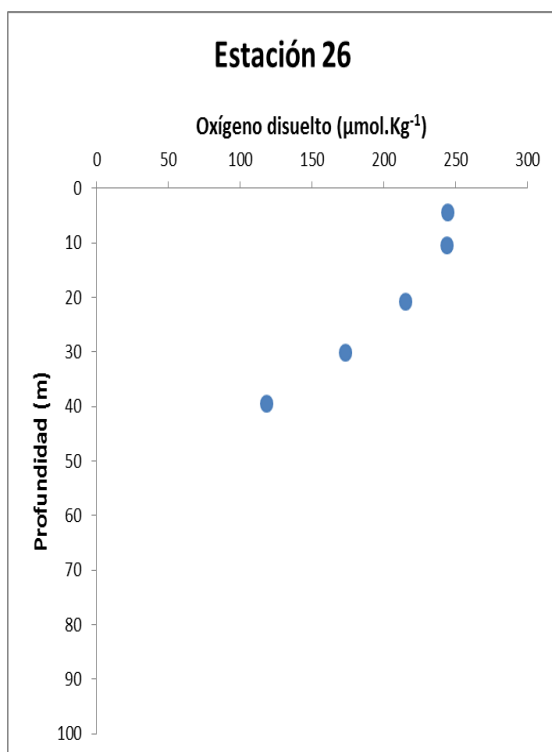
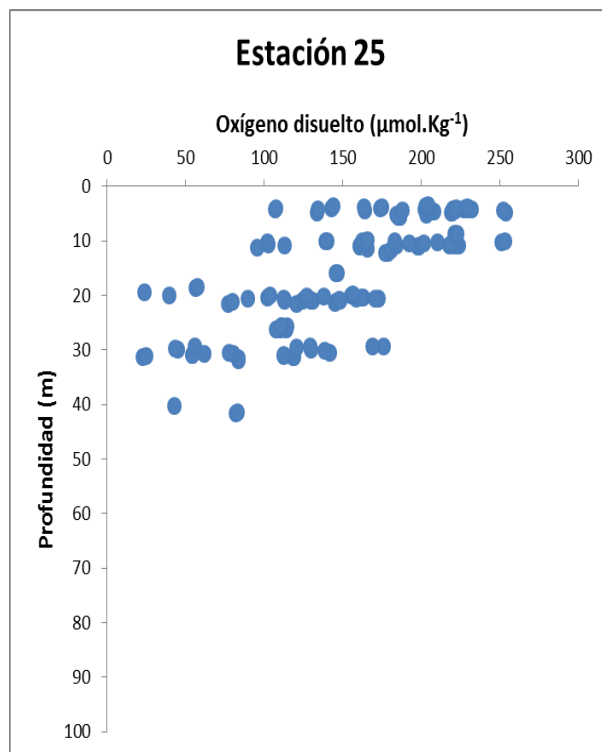
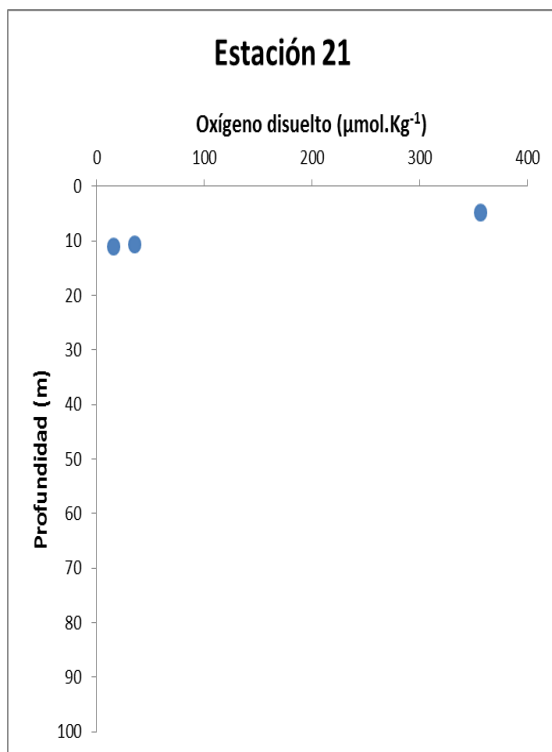
**Figura 26Ra.** Concentración de oxígeno ( $\mu\text{mol.Kg}^{-1}$ ) en la oxiclina para las estaciones 2, 3,4 y 5 hasta 100 m de profundidad.



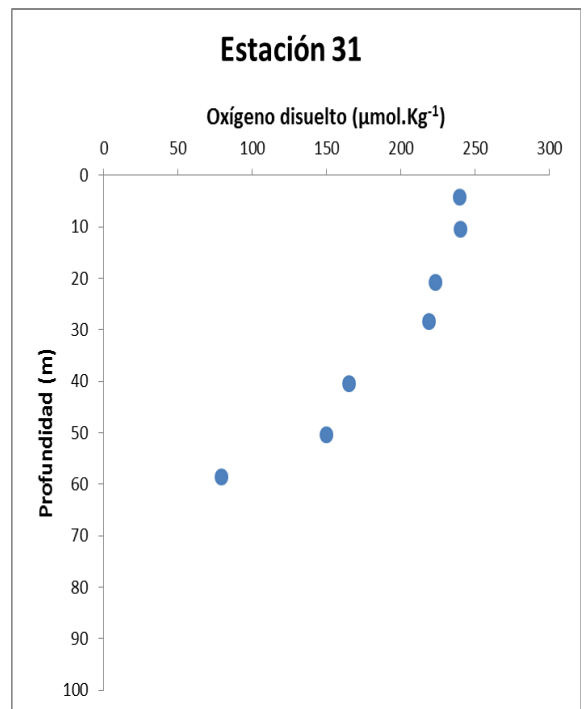
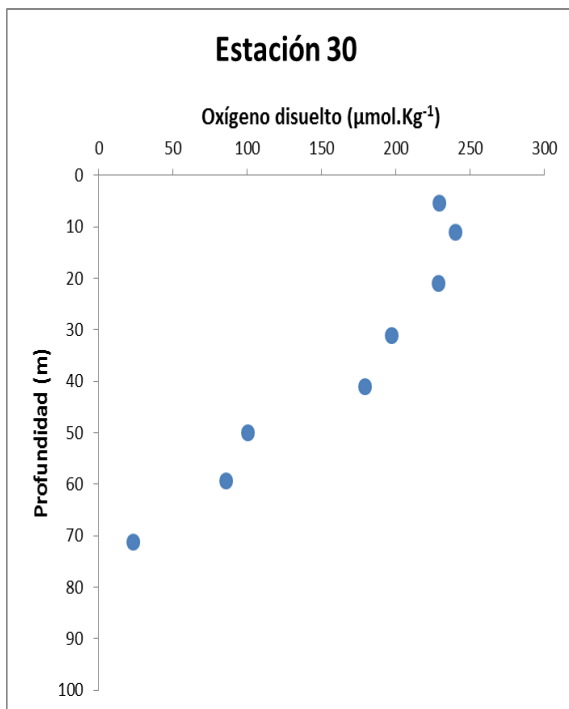
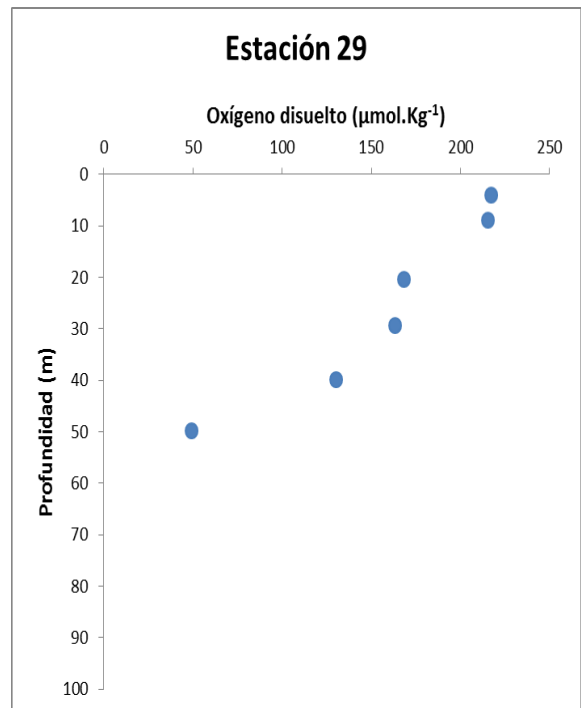
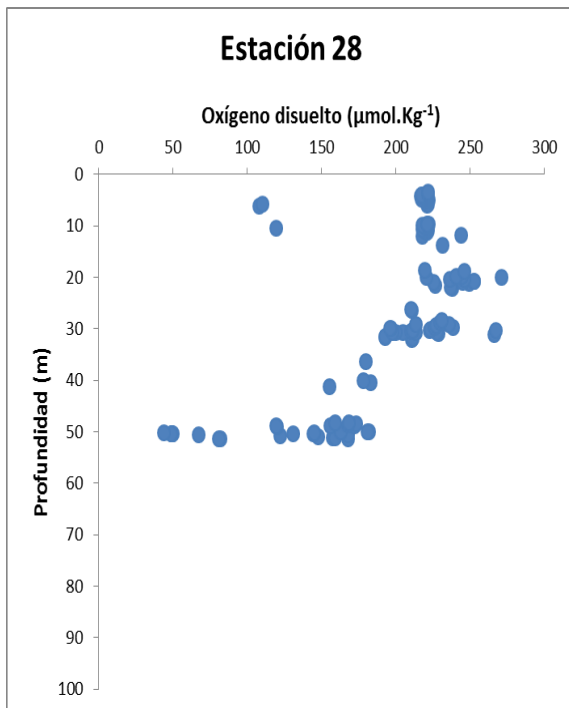
*Figura 26Rb. Concentración de oxígeno ( $\mu\text{mol.Kg}^{-1}$ ) en la oxiclina para las estaciones 8, 10, 11 y 13 hasta 100 m de profundidad.*



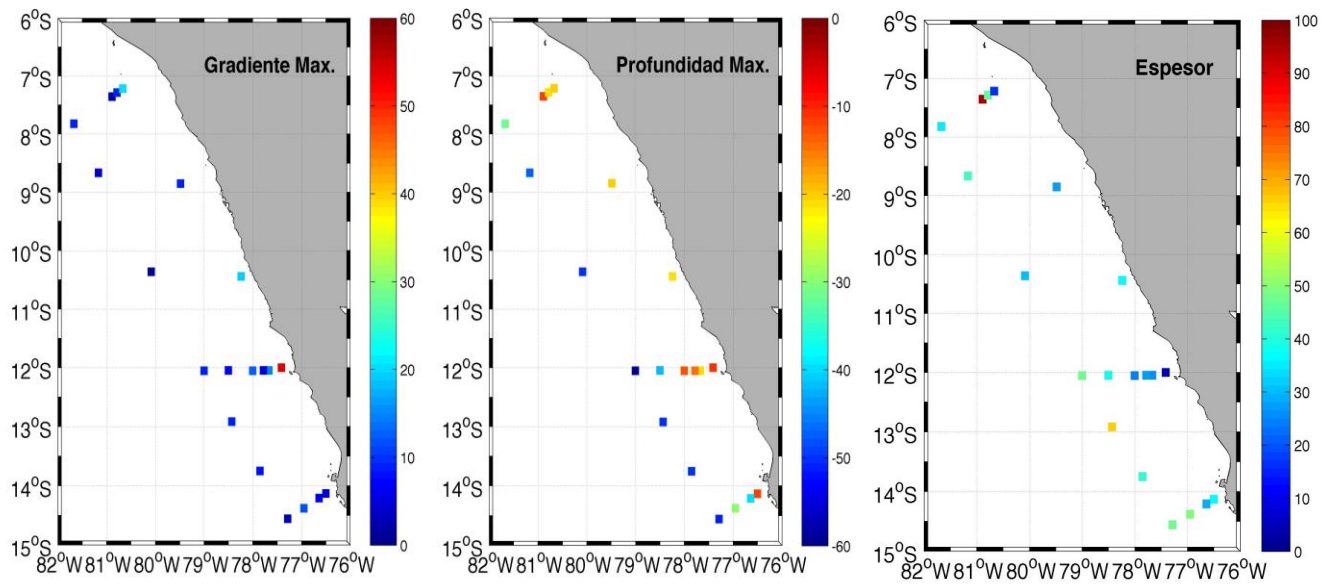
**Figura 26Rc. Concentración de oxígeno ( $\mu\text{mol.Kg}^{-1}$ ) en la oxiclina para las estaciones 14, 15, 17 y 19 hasta 100 m de profundidad.**



**Figura 26Rd. Concentración de oxígeno ( $\mu\text{mol.Kg}^{-1}$ ) en la oxiclina para las estaciones 21, 25,26 y 27 hasta 100 m de profundidad.**



***Figura 26Re. Concentración de oxígeno ( $\mu\text{mol.Kg}^{-1}$ ) en la oxiclina para las estaciones 28, 29,30 y 31 hasta 100 m de profundidad.***



**Figura 27R. Distribución horizontal de: (a) Gradiente máximo ( $\mu\text{mol.Kg}^{-1}/\text{m}$ ), (b) Profundidad media de la oxiclina (m), (c) Espesor de la oxiclina (m).**

### **4.3 Relación entre los grupos de fitoplancton y las características de la oxiclina.**

#### **4.3.1 Relación entre el gradiente de oxígeno en la oxiclina, profundidad y espesor de la oxiclina y los grupos de fitoplancton**

Se presentan las correlaciones de Spearman ( $r_s$ ) ( $p \leq 0.05$ ) entre el gradiente, profundidad y espesor de la oxiclina y la contribución de carbono de microfitoplancton, nanofitoplancton, picofitoplancton y fitoplancton total; además de abundancia bacteriana. Para el microfitoplancton se utilizaron los datos de 22 estaciones; para el nanofitoplancton, picofitoplancton, fitoplancton total y bacterias heterótrofas se utilizaron los datos de 8 estaciones. El gradiente de oxígeno no mostró correlación significativa con ninguno de los 3 grupos. Se observó el mismo resultado para la profundidad y espesor de la oxiclina.

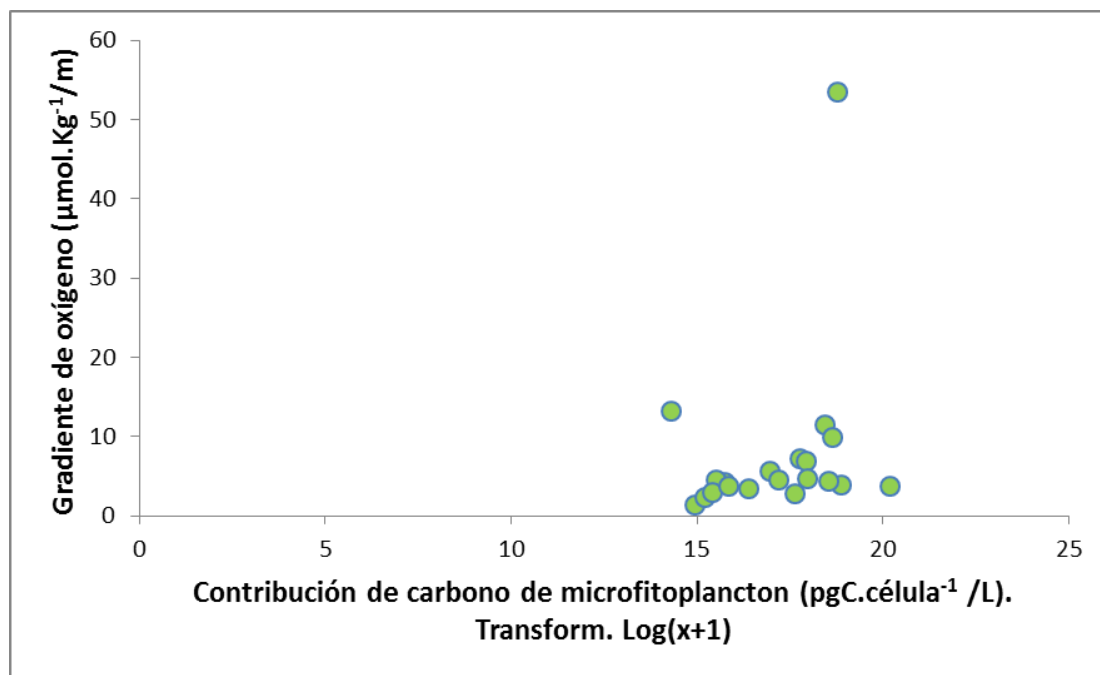
**Correlaciones**

			Grad prom	Prof	Espesor	CC micro
Rho de Spearman	Grad prom	Coefficiente de correlación	1,000	-,446*	-,662**	,353
		Sig. (bilateral)	.	,049	,001	,126
		N	20	20	20	20
	Prof	Coefficiente de correlación	-,446*	1,000	,468*	-,407
		Sig. (bilateral)	,049	.	,037	,075
		N	20	20	20	20
	Espesor	Coefficiente de correlación	-,662**	,468*	1,000	-,411
		Sig. (bilateral)	,001	,037	.	,072
		N	20	20	20	20
	CC micro	Coefficiente de correlación	,353	-,407	-,411	1,000
		Sig. (bilateral)	,126	,075	,072	.
		N	20	20	20	20

\*. La correlación es significativa en el nivel 0,05 (2 colas).

\*\*.. La correlación es significativa en el nivel 0,01 (2 colas).

***Tabla 9. Correlación de rango de Spearman entre el gradiente de oxígeno, profundidad y concentración de oxígeno en la oxiclina y Contribución de carbono de microfitoplancton. Correlación significativa ( $p \leq 0.05$ ).***



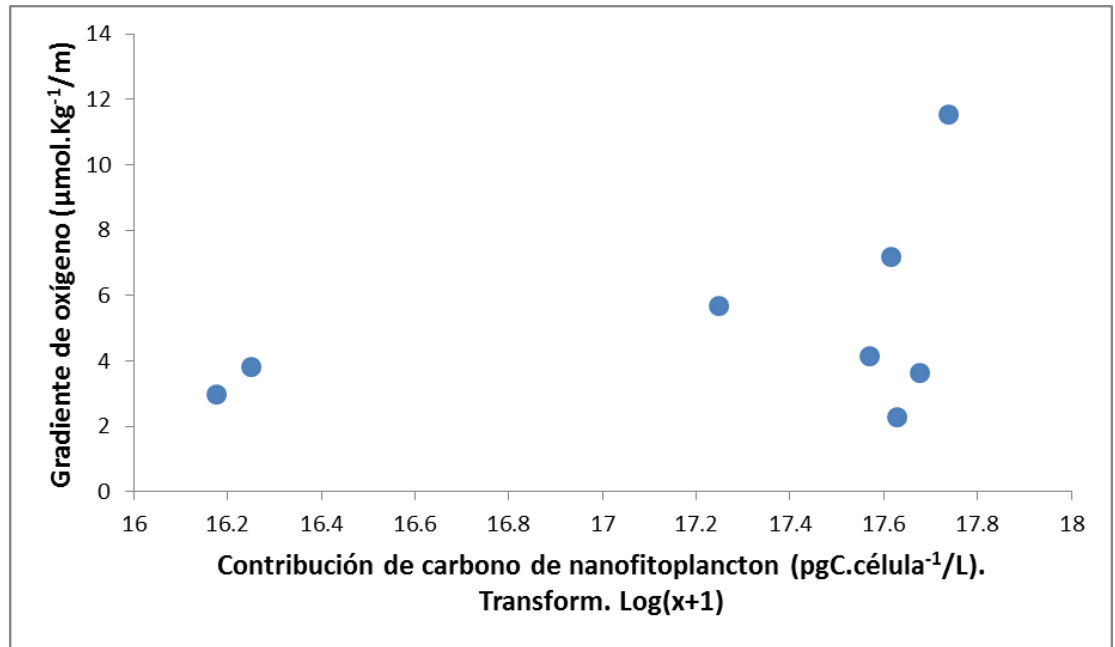
*Figura 28R. Gradiente de oxígeno ( $\mu\text{mol.Kg}^{-1}/\text{m}$ ) vs contribución de carbono de microfitoplancton ( $\text{pgC.célula}^{-1} / \text{L}$ ).*

**Correlaciones**

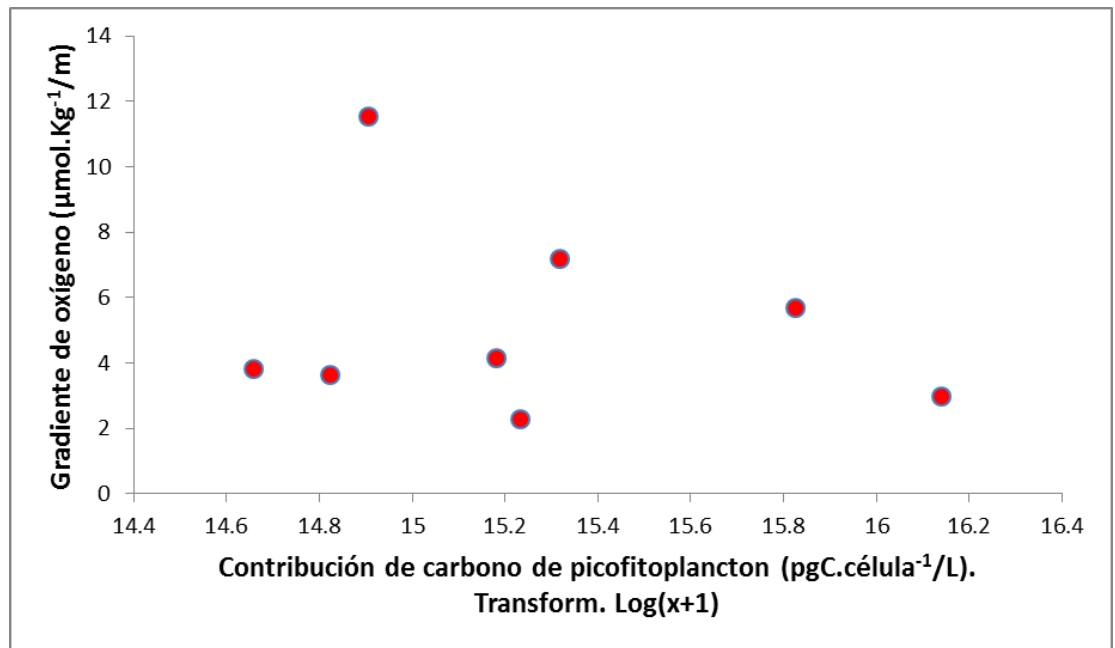
			Grad prom	Prof	Espesor	CC nano	CC pico
Rho de Spearman	Grad prom	Coefficiente de correlación	1,000	,204	-,786*	,286	-,071
		Sig. (bilateral)	.	,629	,021	,493	,867
		N	8	8	8	8	8
	Prof	Coefficiente de correlación	,204	1,000	-,024	-,443	,683
		Sig. (bilateral)	,629	.	,955	,272	,062
		N	8	8	8	8	8
	Espesor	Coefficiente de correlación	-,786*	-,024	1,000	-,429	,238
		Sig. (bilateral)	,021	,955	.	,289	,570
		N	8	8	8	8	8
	CC nano	Coefficiente de correlación	,286	-,443	-,429	1,000	-,405
		Sig. (bilateral)	,493	,272	,289	.	,320
		N	8	8	8	8	8
	CC pico	Coefficiente de correlación	-,071	,683	,238	-,405	1,000
		Sig. (bilateral)	,867	,062	,570	,320	.
		N	8	8	8	8	8

\*. La correlación es significativa en el nivel 0,05 (2 colas).

*Tabla 10. Correlación de rango de Spearman entre el gradiente de oxígeno, profundidad y concentración de oxígeno en la oxiclina y la abundancia de nanofitoplancton y picofitoplancton. Correlación significativa ( $p \leq 0.05$ ).*



*Figura 29Ra. Gradiente de oxígeno ( $\mu\text{mol.Kg}^{-1}/\text{m}$ ) vs contribución de carbono de nanofitoplancton ( $\text{pgC.célula}^{-1}/\text{l}$ ).*



*Figura 29Rb. Gradiente de oxígeno ( $\mu\text{mol.Kg}^{-1}/\text{m}$ ) vs contribución de carbono de picofitoplancton ( $\text{pgC.célula}^{-1}/\text{l}$ ).*

### **Gradiente de oxígeno y fitoplancton total y bacterias heterótrofas**

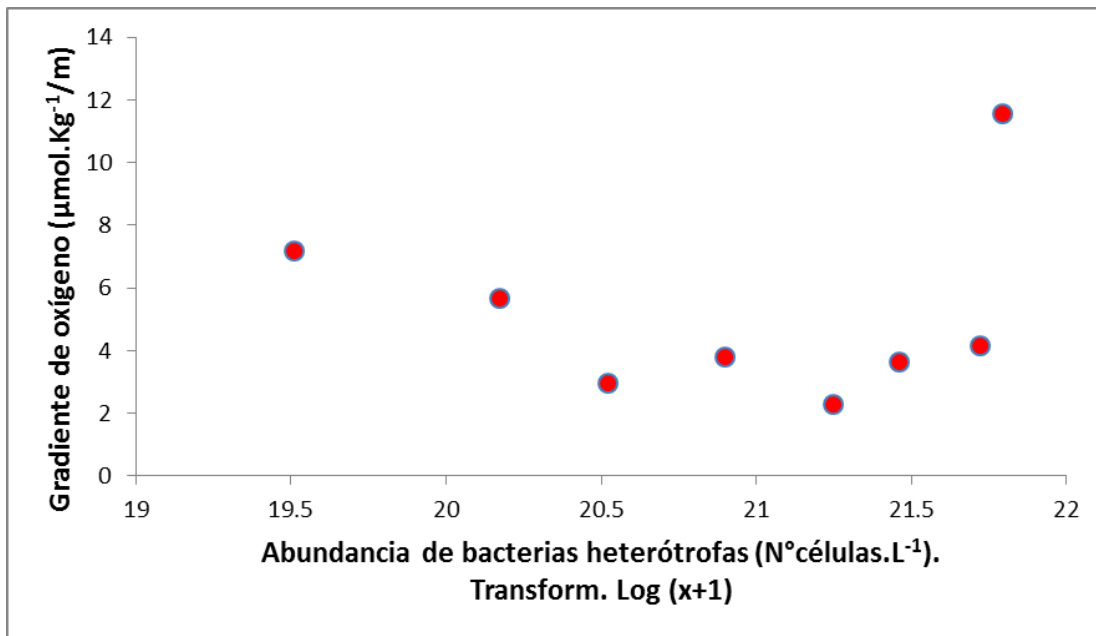
Se presentan las correlaciones de Spearman ( $r_s$ ) ( $p \leq 0.05$ ) entre el gradiente de oxígeno en la oxiclina y las abundancias del total de fitoplancton y bacterias heterótrofas para los datos de las 8 estaciones.. En ninguno de los dos casos las abundancias mostraron correlación significativa con el gradiente de oxígeno. La profundidad de la oxiclina mostró una correlación significativa negativa con la abundancia total de fitoplancton; en cambio, no mostró una correlación significativa con la abundancia de bacterias heterótrofas. Por último, la concentración de oxígeno en la oxiclina evidenció una correlación significativa positiva con la abundancia de fitoplancton, pero no mostró correlación significativa con las bacterias heterótrofas.

**Correlaciones**

			Grad prom	Prof	Espesor	Ab bact	CC fitoplancton
Rho de Spearman	Grad prom	Coefficiente de correlación	1,000	,204	-,786*	,024	,381
		Sig. (bilateral)	.	,629	,021	,955	,352
		N	8	8	8	8	8
	Prof	Coefficiente de correlación	,204	1,000	-,024	-,491	-,347
		Sig. (bilateral)	,629	.	,955	,217	,399
		N	8	8	8	8	8
	Espesor	Coefficiente de correlación	-,786*	-,024	1,000	-,119	-,667
		Sig. (bilateral)	,021	,955	.	,779	,071
		N	8	8	8	8	8
	Ab bact	Coefficiente de correlación	,024	-,491	-,119	1,000	,214
		Sig. (bilateral)	,955	,217	,779	.	,610
		N	8	8	8	8	8
	CC fitoplancton	Coefficiente de correlación	,381	-,347	-,667	,214	1,000
		Sig. (bilateral)	,352	,399	,071	,610	.
		N	8	8	8	8	8

\*. La correlación es significativa en el nivel 0,05 (2 colas).

*Tabla 11. Correlación de rango de Spearman entre el gradiente de oxígeno, profundidad y concentración de oxígeno en la oxiclina y la contribución de carbono de fitoplancton y la abundancia de bacterias heterótrofas. Correlación significativa ( $p \leq 0.05$ ).*



*Figura 30R. Gradiente de oxígeno ( $\mu\text{mol.Kg}^{-1}/\text{m}$ ) vs abundancia de bacterias heterótrofas ( $\text{N}^{\circ}\text{células.L}^{-1}$ ).*

**Análisis de correlación múltiple entre el gradiente y la contribución de carbono de fitoplancton y la abundancia de bacterias heterótrofas.**

Se presenta el coeficiente de correlación múltiple ( $p \leq 0.05$ ) entre el gradiente de oxígeno en la oxiclina (variable dependiente) y la contribución de carbono del total de fitoplancton y la abundancia de bacterias heterótrofas (variables independientes) para 8 estaciones ( $n=29$ ).

El coeficiente de correlación múltiple presentó un valor de 0.214, pero la prueba de significancia tuvo un valor de 0.622, que no es significativa al 0.05.

#### **4.3.2 Relación entre los grupos de fitoplancton y parámetros fisicoquímicos**

A continuación se describen las correlaciones de Spearman ( $r_s$ ) ( $p \leq 0.05$ ) entre las variables fisicoquímicas y las abundancias y contribución de carbono de Microfitoplancton, para los datos de las 22 estaciones y las diferentes profundidades muestreadas. La abundancia de Microfitoplancton mostró una correlación positiva significativa con la fluorescencia; y una correlación negativa con la turbidez. La contribución de carbono mostró el mismo comportamiento que la abundancia. Finalmente la abundancia de Microfitoplancton mostró una correlación positiva con la contribución de Carbono.

Para el nanofitoplancton, picofitoplancton y fitoplancton total, y la abundancia de bacterias heterótrofas se trabajó con los datos de las 8 estaciones y las diferentes profundidades muestreadas.

La abundancia de nanofitoplancton mostró una correlación positiva significativa con la temperatura, concentración de oxígeno, fluorescencia y luz. Además exhibió una correlación negativa significativa con la turbidez; la contribución de carbono de este grupo mostró el mismo comportamiento. La abundancia y contribución de carbono de picofitoplancton mostró el mismo comportamiento que el nanofitoplancton. Las abundancias de nano y picofitoplancton mostraron correlaciones positivas significativas con sus contribuciones de carbono. Finalmente, las abundancias y contribuciones de carbono del nanofitoplancton y picofitoplancton mostraron correlaciones positivas entre sí.

**Correlaciones**

			temp	sal	oxi	flu	tur	luz	Ab micro	CC micro
Rho de Spearman	temp	Coefficiente de correlación	1,000	,139	,810**	,454**	-,572**	,569**	,335**	,377**
		Sig. (bilateral)	.	,167	,000	,000	,000	,000	,001	,000
		N	100	100	100	100	100	100	100	100
	sal	Coefficiente de correlación	,139	1,000	,124	-,118	,168	-,012	-,123	-,030
		Sig. (bilateral)	,167	.	,220	,242	,095	,906	,222	,771
		N	100	100	100	100	100	100	100	100
	oxi	Coefficiente de correlación	,810**	,124	1,000	,612**	-,663**	,442**	,442**	,504**
		Sig. (bilateral)	,000	,220	.	,000	,000	,000	,000	,000
		N	100	100	100	100	100	100	100	100
	flu	Coefficiente de correlación	,454**	-,118	,612**	1,000	-,877**	,265**	,689**	,621**
		Sig. (bilateral)	,000	,242	,000	.	,000	,008	,000	,000
		N	100	100	100	100	100	100	100	100
	tur	Coefficiente de correlación	-,572**	,168	-,663**	-,877**	1,000	-,314**	-,749**	-,700**
		Sig. (bilateral)	,000	,095	,000	,000	.	,001	,000	,000
		N	100	100	100	100	100	100	100	100
	luz	Coefficiente de correlación	,569**	-,012	,442**	,265**	-,314**	1,000	,192	,230*
		Sig. (bilateral)	,000	,906	,000	,008	,001	.	,055	,021
		N	100	100	100	100	100	100	100	100
	Ab micro	Coefficiente de correlación	,335**	-,123	,442**	,689**	-,749**	,192	1,000	,916**
		Sig. (bilateral)	,001	,222	,000	,000	,000	,055	.	,000
		N	100	100	100	100	100	100	100	100
	CC micro	Coefficiente de correlación	,377**	-,030	,504**	,621**	-,700**	,230*	,916**	1,000
		Sig. (bilateral)	,000	,771	,000	,000	,000	,021	,000	.
		N	100	100	100	100	100	100	100	100

\*\* La correlación es significativa en el nivel 0,01 (2 colas).

\* La correlación es significativa en el nivel 0,05 (2 colas).

**Tabla 12. Correlaciones entre la abundancia ( $N^{\circ}$ células.L<sup>-1</sup>) y contribución de carbono (pgC.células<sup>-1</sup>/L) de microfitoplancton y parámetros fisicoquímicos (temperatura, salinidad, concentración de oxígeno, fluorescencia, turbidez, luz). Correlación significativa ( $p \leq 0.05$ ).**

Correlaciones															
			abnano	ccnano	abpico	ccpico	abbact	abfito	ccfito	temp	sal	oxi	flu	tur	luz
Rho de Spearman	abnano	Coefficiente de correlación	1,000	1,000**	,694**	,660**	,408*	,707**	,742**	,802**	-,157	,854**	,585**	-,798**	,545**
		Sig. (bilateral)			,000	,000	,017	,000	,000	,000	,368	,000	,000	,000	,001
		N	35	35	35	35	34	35	35	35	35	35	35	35	35
	ccnano	Coefficiente de correlación	1,000**	1,000	,694**	,660**	,408*	,707**	,742**	,802**	-,157	,854**	,585**	-,798**	,545**
		Sig. (bilateral)			,000	,000	,017	,000	,000	,000	,368	,000	,000	,000	,001
		N	35	35	35	35	34	35	35	35	35	35	35	35	35
	abpico	Coefficiente de correlación	,694**	,694**	1,000	,973**	,158	,999**	,568**	,766**	,103	,752**	,451**	-,611**	,599**
		Sig. (bilateral)	,000	,000		,000	,374	,000	,000	,000	,556	,000	,007	,000	,000
		N	35	35	35	35	34	35	35	35	35	35	35	35	35
	ccpico	Coefficiente de correlación	,660**	,660**	,973**	1,000	,147	,972**	,514**	,728**	,088	,669**	,443**	-,555**	,630**
		Sig. (bilateral)	,000	,000	,000		,405	,000	,002	,000	,616	,000	,008	,001	,000
		N	35	35	35	35	34	35	35	35	35	35	35	35	35
	abbact	Coefficiente de correlación	,408*	,408*	,158	,147	1,000	,169	,448**	,132	-,062	,334	,500**	-,455**	-,021
		Sig. (bilateral)	,017	,017	,374	,405		,340	,008	,457	,726	,054	,003	,007	,907
		N	34	34	34	34	34	34	34	34	34	34	34	34	34
abfito	Coefficiente de correlación	,707**	,707**	,999**	,972**	,169	1,000	,582**	,774**	,105	,764**	,461**	-,627**	,595**	
	Sig. (bilateral)	,000	,000	,000	,000	,340		,000	,000	,550	,000	,005	,000	,000	
	N	35	35	35	35	34	35	35	35	35	35	35	35	35	
ccfito	Coefficiente de correlación	,742**	,742**	,568**	,514**	,448**	,582**	1,000	,646**	,084	,826**	,713**	-,877**	,227	
	Sig. (bilateral)	,000	,000	,000	,002	,008	,000		,000	,631	,000	,000	,000	,190	
	N	35	35	35	35	34	35	35	35	35	35	35	35	35	
temp	Coefficiente de correlación	,802**	,802**	,766**	,728**	,132	,774**	,646**	1,000	-,047	,859**	,264	-,565**	,761**	
	Sig. (bilateral)	,000	,000	,000	,000	,457	,000	,000		,786	,000	,125	,000	,000	
	N	35	35	35	35	34	35	35	35	35	35	35	35	35	
sal	Coefficiente de correlación	-,157	-,157	,103	,088	-,062	,105	,084	-,047	1,000	,094	,067	,037	-,198	
	Sig. (bilateral)	,368	,368	,556	,616	,726	,550	,631	,786		,591	,704	,832	,254	
	N	35	35	35	35	34	35	35	35	35	35	35	35	35	
oxi	Coefficiente de correlación	,854**	,854**	,752**	,669**	,334	,764**	,826**	,859**	,094	1,000	,510**	-,776**	,478**	
	Sig. (bilateral)	,000	,000	,000	,000	,054	,000	,000	,000	,591		,002	,000	,004	
	N	35	35	35	35	34	35	35	35	35	35	35	35	35	

**Tabla 13. Correlaciones entre la abundancia ( $N^{\circ}$  células. $L^{-1}$ ) y contribución de carbono ( $pgC$ .células $^{-1}/L$ ) de nanofitoplancton y picofitoplancton y abundancia bacteriana ( $N^{\circ}$  células. $L^{-1}$ ) y parámetros fisicoquímicos (temperatura, salinidad, concentración de oxígeno). *Correlación significativa ( $p \leq 0.05$ ).***

flu	Coefficiente de correlación	,585**	,585**	,451**	,443**	,500**	,461**	,713**	,264	,067	,510**	1,000	-,822**	-,105
	Sig. (bilateral)	,000	,000	,007	,008	,003	,005	,000	,125	,704	,002	.	,000	,550
	N	35	35	35	35	34	35	35	35	35	35	35	35	35
tur	Coefficiente de correlación	-,798**	-,798**	-,611**	-,555**	-,455**	-,627**	-,877**	-,565**	,037	-,776**	-,822**	1,000	-,149
	Sig. (bilateral)	,000	,000	,000	,001	,007	,000	,000	,000	,832	,000	,000	.	,392
	N	35	35	35	35	34	35	35	35	35	35	35	35	35
luz	Coefficiente de correlación	,545**	,545**	,599**	,630**	-,021	,595**	,227	,761**	-,198	,478**	-,105	-,149	1,000
	Sig. (bilateral)	,001	,001	,000	,000	,907	,000	,190	,000	,254	,004	,550	,392	.
	N	35	35	35	35	34	35	35	35	35	35	35	35	35
** La correlación es significativa al nivel 0,01 (bilateral). * La correlación es significativa al nivel 0,05 (bilateral).														

**Tabla 14. Correlaciones entre la abundancia ( $N^{\circ}$ células.L<sup>-1</sup>) y contribución de carbono (pgC.células<sup>-1</sup>/L) de nanofitoplancton y picofitoplancton y abundancia bacteriana ( $N^{\circ}$ células.L<sup>-1</sup>) y parámetros fisicoquímicos (fluorescencia, turbidez, luz). Correlación significativa ( $p \leq 0.05$ ).**

## **5. DISCUSIÓN**

### **5.1 Condiciones fisicoquímicas en el área de estudio**

Las condiciones oceanográficas en el mar peruano se ven altamente influenciadas por la interacción tipo El Niño o la Niña, así como la interacción océano-atmósfera y el afloramiento costero. (Zuta y Guillén, 1970; Graco, 2007).

En la presente investigación las condiciones en enero de 2014 mostraron al Anticiclón del Pacífico Sur (APS) con un núcleo con valores de intensidad y posición normal, con algunos incrementos de gradientes de presión en la franja costera que se manifestaron en núcleos de afloramiento. En el litoral peruano, la temperatura superficial del mar (TSM) aumentó hasta alcanzar valores positivos en la zona norte y centro, debido a la onda cálida que arribó a fines de diciembre. El índice costero del Niño (ICEN) mostró se mostró en el rango neutral (ENFEN, 2014 N°1). Para febrero de 2014 el APS mostró una ubicación al suroeste de su posición normal con orientación meridional. Se evidenció incrementos de gradientes de presión en la franja costera que intensificaron los vientos superficiales y consecuentemente el afloramiento costero. La TSM disminuyó hasta alcanzar valores negativos debido a la intensificación del APS. El ICEN continuó en el rango neutral (ENFEN, 2014 N°2).

La temperatura mostró un valor máximo en superficie de 25.5°C (estación 8) y evidenció la variación latitudinal y longitudinal del mar peruano. Los mayores valores de temperatura se registraron entre los 7 y 11°S de latitud; por el contrario, hacia la zona centro sur (11 -15°S) se evidenció un descenso de esta. A nivel longitudinal se localizaron las mayores temperaturas hacia fuera de costa entre los 80 a 81.5° W. Esto coincide con las temperaturas promedio en la superficie del mar de la

costa peruana que registran un rango promedio de 17 – 27°C entre febrero y marzo. Además, muestran un aumento de temperatura hacia el oeste y la zona norte (Zuta y Guillén, 1970; y Zuta y Urquiza, 1972).

Los valores de salinidad variaron de un mínimo de 32.06 a 5m de profundidad (estación 4) a un máximo de 35.3551 a 21.7 m (estación 3). Hasta los 50 m de profundidad presentó irregularidades, por debajo de esto tuvo la tendencia a disminuir. Las salinidades máximas se presentan en la zona superficial, pero no siempre disminuye con la profundidad. En la zona superior a los 100m de profundidad se presenta el máximo superficial, cuya intensidad depende de la incursión de las ASS (Aguas Subtropicales Superficiales) hacia la costa, frecuentemente hacia la parte central y sur de la costa peruana (Zuta y Guillén, 1970).

El oxígeno disuelto en las zonas de afloramiento presenta dos particularidades, las capas superficiales muestran altas concentraciones de oxígeno, mientras que las subsuperficiales y profundas pueden tener valores cercanos a 0  $\mu\text{mol.Kg}^{-1}$  (Graco et al., 2007). Verticalmente la concentración de oxígeno disuelto varió de un mínimo de 0.8  $\mu\text{mol.Kg}^{-1}$  a la profundidad de 71 m (Estación 35) a un máximo de 411.43  $\mu\text{mol.Kg}^{-1}$  a 10 m de profundidad (Estación 4). Zuta y Guillén (1970) describen la distribución vertical de oxígeno disuelto en las costas peruanas. El contenido de oxígeno máximo se encuentra siempre en las capas superficiales con valores relativamente uniformes, por debajo de esta se ubica una capa de discontinuidad llamada oxiclina en la que el oxígeno cae bruscamente (generalmente de 5mL/L a 1mL/L = 200  $\mu\text{mol/L}$  a 40  $\mu\text{mol/L}$ ). Esta capa persiste durante todo el año, y se

relaciona en el norte con la termoclina superficial permanente, y al sur de los 6° S con la termoclina subsuperficial permanente. Generalmente al sur de los 14° S se asocia además con la haloclina (Graco et al., 2007). A continuación se observa una capa de mínima (valores  $< 0.5 \text{ mL/L} = 20 \mu\text{mol}$ ). En esta capa se encuentra la llamada Zona de Mínima de Oxígeno (ZMO) a una profundidad promedio entre los 50 – 450m. Por debajo de la ZMO y en relación con la extensión de las AAI (Aguas Antárticas Intermedias), el contenido de oxígeno se incrementa en relación con la profundidad. La ZMO se registró por debajo de los 30m para la zona centro-sur (12 -15°S). Por debajo de los 50m la ZMO se manifestó en toda la zona de estudio y presentó su expansión desde la zona centro- sur hacia la zona norte. Los valores mencionados coinciden con los trabajos de Zuta y Guillén (1970) y Graco (2007); donde la ZMO se localiza frente al Perú de manera más intensa y somera.

La fluorescencia permite un reconocimiento de las células fitoplanctónicas íntegras (Wood, 1962); además de ser una de las propiedades más importante y cuantificable para la comprensión de la ecología del fitoplancton (Mitchell et al., 1988). La distribución vertical de la fluorescencia presentó los mayores valores en superficie y luego un descenso respecto a la profundidad, teniendo a mayores profundidades valores cercanos a  $0 \text{ mg.m}^{-3}$ . Tuvo una variación de un mínimo de  $0.01 \text{ mg.m}^{-3}$  a la profundidad de 2020 m (Estación 28) a un máximo de  $12.96 \text{ mg.m}^{-3}$  a 10 m de profundidad (Estación 22). Los perfiles de las estaciones 1, 15, 24 y 35 mostraron picos subsuperficiales de fluorescencia.. Con respecto a la distribución espacial, la fluorescencia evidenció los mayores valores en toda la zona de estudio a nivel superficial hasta los 20 m de profundidad. La zona entre los 12 a 13°S presentó los

mayores valores de fluorescencia con un valor promedio de  $9 \text{ mg}\cdot\text{m}^{-3}$  a una profundidad aproximada de 10 m.

Al contrario de la fluorescencia, la turbidez presentó los valores más elevados hacia zonas de mayor profundidad, y los menores valores hacia la zona superficial. Varió de manera vertical de un mínimo de 37.84% a la profundidad de 9.5 m (Estación 22) a un máximo de 82.2% a 2020 m de profundidad (Estación 6). Shi W., y M. Wang (2010) señalan que el incremento de la turbidez en la columna de agua puede deberse al incremento de la materia total suspendida, el incremento de la concentración de algas, y el incremento de materia orgánica disuelta. En este caso los valores altos de turbidez pueden verse afectados por la alta concentración de fitoplancton en la zona de estudio que refleja una alta producción primaria; como mencionan Zuta y Guillén (1970) en donde destacan la riqueza de las aguas costeras del Perú, especialmente dentro de las 100 millas de la costa.

Respecto a la luz incidente los resultados mostrados muestran aguas con mayor transparencia en la zona oceánica, y aguas costeras turbias, debido a la presencia de plancton, detritus orgánico y partículas en suspensión (Kalle, 1938). La luz incidente en la capa eufótica tuvo un valor mínimo de 1.05% a 10.6m de profundidad (estación 4). La extensión máxima se encontró a 50.2m de profundidad (1.31% de luz incidente) en la estación 8. Zuta y Guillén (1970) mencionan que los valores de transparencia disminuyen hacia la costa, correspondiendo los valores más bajos (< 5m) a áreas muy costeras y de afloramiento, y de manera general catalogan a las áreas más productivas con valores de transparencia menores a 10m.

## **5.2 Distribución de la abundancia y contribución de carbono de fitoplancton y la abundancia de bacterias heterótrofas**

La abundancia de fitoplancton estuvo dominada por el picofitoplancton con un 98.6% del total. A nivel de grupos y géneros *Synechococcus* y *Prochlorococcus* dominaron la comunidad con 78% y 20% respectivamente. En los ecosistemas marinos estos dos organismos dominan numéricamente la comunidad del fitoplancton (Partensky et al., 1999a; Scanlan, 2003). Para las 8 estaciones de muestreo de picofitoplancton se observó la dominancia de *Synechococcus* sobre *Prochlorococcus*. Trabajos anteriores (Partensky et al., 1999a; Zwirgmaier et al., 2008) afirmaron que el género *Synechococcus* presenta una distribución más amplia y tienen mayor abundancia en regiones costeras y aguas superficiales oceánicas mesotróficas; a diferencia de *Prochlorococcus* que prefiere ambientes tropicales y subtropicales con condiciones estratificadas, cálidas y oligotróficas. Partensky et al. (1999) señala además que las máximas concentraciones de *Prochlorococcus* ocurren a temperaturas entre 26 y 29°C; por el contrario, la temperatura máxima que se registró en el área de estudio fue de 25.5°C. La distribución vertical de abundancia de *Prochlorococcus* mostró un valor máximo de  $17.9 \times 10^7$  células.L<sup>-1</sup> en la estación 28 a 20m de profundidad; para *Synechococcus* el valor máximo fue de  $5.5 \times 10^8$  células.L<sup>-1</sup> en la estación 2 a nivel superficial. Además de esto se evidencia una disminución drástica de la abundancia de *Synechococcus* a partir de los 30 m de profundidad; lo que no ocurre para *Prochlorococcus*. Partensky et al. (1999) mencionó concentraciones de hasta  $70 \times 10^7$  células.L<sup>-1</sup> en el mar de Arabia y menciona una mayor

extensión a profundidad por parte de *Prochlorococcus* sobre *Synechococcus*. Bibby et al. (2003) señaló que el género *Prochlorococcus* debe su amplia distribución en profundidad en los océanos a los diferentes genotipos adaptados a nichos de bajo o alto contenido de luz. Específicamente menciona que la adaptación de *Prochlorococcus* a ambientes de poca luz provocó una multiplicación y especialización de las proteínas Pcb. Worden et al. (2004) registró la dinámica de la población de picofitoplancton en las costas de California del Sur. Indicó que las concentraciones de *Synechococcus* alcanzaron valores de  $2.6 \times 10^8$  células.L<sup>-1</sup>, y *Prochlorococcus* fue menor en abundancia con  $7.2 \times 10^7$  células.L<sup>-1</sup>. Pan et al. (2007) realizó un estudio en el estuario de Changjiang y las aguas costeras adyacentes, donde la abundancia promedio de *Synechococcus* fue  $1.83\text{--}270 \times 10^6$  células.L<sup>-1</sup>; y  $0\text{--}210 \times 10^6$  células.L<sup>-1</sup> para *Prochlorococcus*. Respecto a la variación horizontal, Grob et al. (2007) realizó un estudio en el este del océano Pacífico Sur a lo largo de la latitud 32.5°S, entre 149.5-71.5°W. Señaló que a excepción de *Prochlorococcus*, que disminuyó su abundancia desde la región mesotrófica hacia la costa; mientras que, la abundancia de los otros componentes del picofitoplancton incrementaron su abundancia de condiciones oligo a eutróficas. Además de esto indicó que los máximos de *Prochlorococcus* y *Synechococcus* se encontraron por encima de los 50 m en una región mesotrófica (valores  $> 25$  y  $4 \times 10^7$  células.L<sup>-1</sup>) y en una región muy cercana a la costa chilena para *Synechococcus* ( $> 3 \times 10^7$  células.L<sup>-1</sup>). Esto coincide con lo encontrado en nuestra zona de estudio, ya que para la zona del Callao (estaciones 2 y 3) se encontraron las mayores abundancias;

mientras que la estación 28 (15°S de latitud) también presentó una elevada abundancia siendo una zona oceánica, posiblemente con características mesotróficas. Worden et al. (2004) indicó que la menor presencia de *Prochlorococcus* en ambientes costeros está relacionado a altas tasas de mortalidad por pastoreo en relación con sus tasas de crecimiento; mientras que *Synechococcus* mantiene una alta tasa de crecimiento lo que permite mantener su población en equilibrio a pesar del pastoreo.

El nanofitoplancton contribuyó con el 1% de la abundancia total de fitoplancton. Las mayores abundancias se registraron en la zona superficial (0-4m), con las mayores concentraciones asociadas a las zonas costeras a los 7°S y 12°S. Esto coincide con estudios anteriores; Pan et al. (2007) registró concentraciones de nanofitoplancton en promedio de  $9.53 (0.108- 214) \times 10^6$  células.L<sup>-1</sup>. Además, señaló que el nanofitoplancton presentó mayor presencia en estaciones cercanas a costa, pero no en regiones con alta concentración de nutrientes ni de materia orgánica; tal vez debido a la limitación por alta turbidez. Chang et al. (1999) señaló al nanoplancton como el grupo más importante del fitoplancton, especialmente en las zonas más costeras, con las concentraciones más altas en la zona del Callao, en una evaluación a 10m de profundidad durante el verano de 1999 entre Tumbes y Tacna. Esto coincide con nuestros resultados ya que las tres primeras estaciones con la mayor abundancia corresponden a la zona del Callao.

El microfitoplancton contribuyó con menos del 1% en la abundancia de células. La mayor contribución la tuvieron las diatomeas (86%), seguidas de los

dinoflagelados (13%), y los silicoflagelados y fitoflagelados con valores menores de 1%. La estación con la mayor abundancia (25) estuvo conformada por la máxima presencia de diatomeas con 99.6%, por otro lado la estación con menor abundancia (28) presentó una máxima dominancia porcentual de 66.9% perteneciente al grupo de los dinoflagelados. Ochoa et al. (1999) señaló que un gran porcentaje de especies de diatomeas y dinoflagelados son cosmopolitas, pero algunas otras son propias de determinadas masas de agua. De manera general afirmó que las Aguas Costeras Frías se caracterizan por la abundancia de diatomeas de pequeño tamaño y de alta tasa de reproducción (*Skeletonema costatum*, *Lithodesmium undulatum*, muchas especies de *Chaetoceros*, *Thalassiosira* y *Rhizosolenia*), y unas pocas especies de dinoflagelados de forma sencilla (*Protoperdinium obtusum*, *P. conicum*, *P. depressum*, *Dinophysis caudata*, *Ceratium furca*, entre otros), lo que coincide con el presente estudio. Sánchez (2000) señaló también que la composición especiológica del fitoplancton frente a la costa peruana se caracteriza por una etapa inicial con la predominancia de diatomeas pequeñas de alta tasa de reproducción; seguidas de especies de fases más avanzadas, marcando una alternancia relacionada a la intensidad de los afloramientos. La distribución vertical de microfitoplancton mostró las mayores abundancias desde la zona superficial hasta los 20m de profundidad, con la mayor abundancia en promedio a 10m. Ochoa y Gómez (1988) realizaron un trabajo en la zona del Callao hasta las 200 millas náuticas, donde señalaron que las mayores concentraciones de fitoplancton se encontraron cerca a la costa entre los 0 y 25 metros de profundidad. Delgado et al. (2015) indicó que a 10 metros de

profundidad se registraron valores altos de concentraciones de fitoplancton, correspondientes a una fuerte presencia de microfitoplancton. Además, registró que el total de fitoplancton fluctuó entre  $26 \times 10^3$  células.L<sup>-1</sup> en Pisco (100 mn) y  $4\,930 \times 10^3$  células.L<sup>-1</sup> a 30 mn del Callao, a 10 metros de profundidad. Delgado et al. (2015) registró núcleos con concentraciones mayores a  $3000 \times 10^3$  células.L<sup>-1</sup> en las zonas de Callao y San Juan, pero en Pisco concentraciones menores a  $500 \times 10^3$  células.L<sup>-1</sup>, menciona que esta diferencia en las concentraciones es por el aporte de los dinoflagelados, debido al desarrollo de mareas rojas en el verano de 2004. Para la estación 3 del presente estudio se registró una marea roja del dinoflagelado *Scrippsiella trochoidea*, lo cual se vio reflejado con la mayor contribución porcentual por parte de los dinoflagelados a la abundancia en la estación 3. Ochoa y Gómez (1988) señalaron que la distribución de fitoplancton en el Callao es similar a otras áreas de afloramiento como San Juan. Durante el verano señalaron que las mayores concentraciones se encontraron cerca a la costa hasta aproximadamente las 60mn. Los estudios anteriores concuerdan con la menor abundancia en la estación 28 en la zona de Pisco y fuera de costa.

La contribución de carbono del fitoplancton (pgC.célula<sup>-1</sup>) estuvo dominada por el microfitoplancton con 74%, el nanofitoplancton contribuyó con el 23%, y el picofitoplancton tuvo una contribución del 3%. Respecto a la mayor contribución para el microfitoplancton, se observa que los dinoflagelados tuvieron un 47% sobre un 25.4% de las diatomeas. Esto se explica por la mayor contribución de

carbono de dinoflagelados en la estación 3, la cual fue la de mayor contribución respecto a las otras estaciones. Wagoner y Marshall (1991) realizaron un trabajo en el Atlántico Norte en los Estados Unidos en donde evaluaron estaciones dentro y fuera del borde de plataforma donde los mayores contribuyentes a la biomasa de fitoplancton fueron las diatomeas y dinoflagelados. Para las 4 estaciones que muestrearon la contribución promedio al biovolumen de ambos grupos fue de 93%, además señalaron que hubo un dominio de los dinoflagelados en las aguas superficiales sobre la plataforma. Esto coincide con lo mostrado en la estación 3 en el Callao, donde se observa el predominio de los dinoflagelados, esto debido a la presencia de una marea roja de *Akashiwo sanguinea*, el cual es un organismo cosmopolita que ha sido observado desarrollando blooms algales en ecosistemas costeros alrededor del mundo (Badylak, 2014). Chang et al. (2003) desarrolló un trabajo a través de la plataforma continental del noreste de Nueva Zelanda, donde se señaló que durante períodos de surgencia en el verano temprano la biomasa decae en las zonas dentro de plataforma y su contribución fue principalmente de dinoflagelados; mientras que fuera de plataforma se encontraron los mayores valores de carbono, predominantemente de diatomeas. A fines del verano registraron baja biomasa de los nanoflagelados, y también de dinoflagelados dominando los bordes de plataforma. A diferencia de los resultados encontrados en el presente trabajo, Chang (2003) menciona que a inicios y fines de verano las células pequeñas representan una gran proporción de la biomasa (~50%), con excepción en una estación influenciada por el afloramiento donde la mayor contribución fue dada por diatomeas. Marañón et al.

(2000) realizaron un trabajo en el océano Atlántico donde señalan que la menor biomasa de fitoplancton se encontró en las regiones oligotróficas, con mayores valores en zonas templadas y en la región de afloramiento del Noroeste de África. Las zonas con mayor biomasa estuvieron dominadas por diatomeas, mientras que en las regiones oligotróficas contribuyeron con menos de 2%. En la mayoría de los casos las cianobacterias *Prochlorococcus* y *Synechococcus*, y pequeños flagelados dominaron la biomasa de estas zonas (70-90% de la biomasa fotosintética total). Los cocolitofóridos y los dinoflagelados tuvieron una menor contribución con valores entre 2-10% y <4% respectivamente. Estas conclusiones concuerdan con nuestros resultados, ya que nuestro estudio se realizó en una zona de afloramiento, es por esto que la mayor contribución de Carbono la tuvieron las diatomeas.

La abundancia de bacterias heterótrofas tuvo sus mayores valores a la profundidad de 10 m, con las mayores concentraciones en las secciones correspondientes a los 7° y 12°S en las zonas costeras.. La máxima abundancia bacteriana se registró en la estación 14 a 10 m de profundidad con el valor de  $6.8 \times 10^9$  células.L<sup>-1</sup> en una zona costera. Pan et al. (2007) registró concentraciones de bacterias heterótrofas entre  $(0.411-2.53) \times 10^9$  células.L<sup>-1</sup>. Además mencionó una estrecha relación entre la abundancia de bacterias y los sustratos producidos por parte de pequeños productores primarios como el picofitoplancton. Otras fuentes de materia orgánica disuelta pueden afectar también la abundancia de bacterias heterótrofas como ingresos de materia del continente, la resuspensión de sedimentos y predadores de bacterias (Liu et al., 2004). Grob et al. (2007)

registró las concentraciones máximas de bacterioplancton por encima de los 50m de la región mesotrófica ( $140 \times 10^7$  células.L<sup>-1</sup>) y muy cerca de la costa de Chile ( $127 \times 10^7$  células.L<sup>-1</sup>). Van Wambeke et al. (2008) indicaron concentraciones de bacterias heterótrofas entre  $0.8\text{--}20.7 \times 10^8$  células.L<sup>-1</sup>, con los mayores valores cerca de la zona de afloramiento de Chile entre los 10 a 50 m. Grob (2007) señaló que la biomasa integrada del bacterioplancton se incrementa de condiciones oligo a eutróficas, agregó también que el bacterioplancton HDNA relacionado a la parte metabólicamente activa del bacterioplancton (Gasol et al., 1999) puede no ser muy bien representado si es que la biomasa de fitoplancton es baja. Los mismos resultados encontraron Van Wambeke (2008) con las concentraciones y actividad bacteriana mayor en las zonas de afloramiento y su disminución hacia las zonas oceánicas y el giro del Pacífico Sur.

### **5.3 Condiciones fisicoquímicas y su relación con la composición de la comunidad del fitoplancton y bacterias heterótrofas**

Debido a los resultados obtenidos tras realizar las correlaciones, se analizó al fitoplancton por grupos (micro, nano y picofitoplancton) y bacterias heterótrofas.

La abundancia de microfitoplancton mostró una correlación positiva con la temperatura, esto debido a los eventos de afloramiento que ocurren durante todo el año en Perú (Graco, 2007), que traen como efecto aguas frías relativamente homogéneas en la superficie (Zuta y Guillén, 1970). Esto coincide además con la descripción dada por Smayda y Trainer (2010), en donde se determinó que tanto las diatomeas como dinoflagelados pueden desarrollarse en ambientes de afloramiento, con las diatomeas dominando los períodos activos de surgencia de alta turbidez, y los dinoflagelados aprovechando los períodos de relajación del afloramiento. Mostró una correlación negativa con la turbidez y una correlación positiva con el oxígeno disuelto y la contribución de carbono. Finalmente, el microfitoplancton mostró una alta correlación positiva con la fluorescencia (la cual es un buen indicador de clorofila-a), lo cual indica una buena relación con las mayores concentraciones de fitoplancton.

El nanofitoplancton y el picofitoplancton mostraron el mismo comportamiento frente a las variables fisicoquímicas. Evidenciaron correlación positiva con la temperatura. Esto coincide con los resultados mostrados por Pan et al. (2007). Señaló que al incrementarse la temperatura del agua se incrementan los ratios de biomasa de pico y nanofitoplancton, indicando que la temperatura es mucho más importante para el picofitoplancton, en especial para *Prochlorococcus* que en

estudios anteriores se registró como más abundante en regiones oligotróficas bajo temperaturas entre los 26 y 29°C (Partensky et al., 1999; Pan et al., 2005). Ambos grupos mostraron correlación positiva con la concentración de oxígeno, Zuta y Guillén (1970) señalaron que descartando los fenómenos locales el oxígeno aumenta lejos de la costa, lo que coincide con la mayor abundancia o predominancia de picofitoplancton lejos de la costa en ambientes oligotróficos. Además de esto, las abundancias de ambos grupos mostraron una correlación positiva con la fluorescencia y la intensidad luminosa. Grob (2007) señala la adaptación de *Prochlorococcus* a diferentes intensidades de luz y su dominio sobre *Synechococcus*. Se menciona también la posible influencia, aunque no determinada, de los ecotipos adaptados a baja intensidad de luz como los que contribuyen a la alta fluorescencia por debajo de la capa de mezcla. Además de esto, los autores antes mencionados señalan la capacidad del picofitoplancton, especialmente *Prochlorococcus* para desarrollarse en ambientes oligotróficos, calmos y con altas temperaturas, lo que refleja poca turbidez y alta intensidad de luz incidente. En el caso del nanofitoplancton Pan et al. (2007) señaló que las mayores concentraciones estuvieron cerca de la costa, lo cual se refleja con influencia en el aporte de biomasa y su relación con la fluorescencia. Finalmente ambos presentaron una correlación negativa con la turbidez, lo cual concuerda con la distribución del picofitoplancton, pero no con el nanofitoplancton en donde se menciona que su abundancia se incrementa hacia ambientes costeros.

Las bacterias heterótrofas mostraron una correlación positiva débil con la concentración de oxígeno y la fluorescencia, además de una correlación negativa con la turbidez. Grob et al. (2007) registró que la abundancia integrada de bacterioplancton tuvo una correlación positiva y significativa con *Synechococcus*, el cual dominó la abundancia de fitoplancton en nuestro estudio. Estas bacterias tuvieron una correlación positiva baja con la abundancia de nanofitoplancton y picofitoplancton. Van Wambeke (2008) señaló que el Carbono orgánico disuelto producido por el fitoplancton es una fuente importante de energía y carbono para las bacterias. Hagstrom (1988) señaló que gran parte de la fuente de C que consumen las bacterias heterótrofas proviene de flujos de materia orgánica de cianobacterias.

#### **5.4 Relación entre el gradiente de oxígeno en la oxiclina, profundidad y espesor de la oxiclina, concentración de oxígeno en la oxiclina y la contribución de carbono del fitoplancton y la abundancia de bacterias heterótrofas**

Se registró una correlación positiva entre el total de fitoplancton y sus grupos (micro, nano y picofitoplancton) con la concentración de oxígeno en la oxiclina. Esta asociación sería resultado del efecto directo de la producción de O<sub>2</sub> por el proceso de fotosíntesis del fitoplancton, lo que resulta en una oxigenación de la parte superior de la oxiclina. Oguz (2000) señaló que este oxígeno producido por fotosíntesis y los aportes de la interacción océano-atmósfera es consumido rápidamente hasta la profundidad de 75 m aproximadamente. Las capas más profundas se encuentran estratificadas y son pobremente ventiladas, por lo tanto, los procesos biogeoquímicos más dinámicos se limitan a la profundidad superior de 75 m de la columna de agua. Para mayores profundidades los procesos biogeoquímicos poseen un carácter muy diferente. En las zonas deficientes en oxígeno de la columna de agua, la descomposición de materia orgánica se produce por desnitrificación al consumir recursos nitrogenados subsuperficiales.

No se observó una relación significativa de la abundancia o contribución de carbono de los grupos de fitoplancton, ni de la abundancia bacteriana con el gradiente de oxígeno en la oxiclina, la profundidad y espesor de la oxiclina. Al no haber estudios detallados sobre este punto, se deberían realizar estudios sobre la actividad de fitoplancton y la producción bacteriana, y no realizar correlaciones entre las abundancias y el gradiente de oxígeno. Oguz (2002) describió brevemente algunas de

las características biológicas de la zona eufótica, que constituyen uno de los factores que rigen las características de las capas subóxicas posteriores. Indicó que la biomasa total de fitoplancton del mar Negro presenta blooms intensos durante la mayor parte del año, con períodos muy intensos y períodos de reciclaje; y con la biomasa total de herbívoros siguiendo de cerca esta actividad fitoplanctónica. El punto a destacar es la presencia de actividad biológica incrementada durante todo el año en la zona eufótica, proporcionando un suministro casi continuo de materia orgánica a niveles más profundos de la columna de agua.

Referente al efecto indirecto de la abundancia de fitoplancton sobre el gradiente de la oxiclina, Van Wambeke et al. (2008) señaló que la demanda de carbono bacteriana excede el  $^{14}\text{C}$  particulado proveniente de la producción primaria a través del Pacífico Sur, pero fue inferior o igual a la producción bruta de la comunidad. Sherr et al. (2006) encontró que cuando la biomasa de fitoplancton es baja, el bacterioplancton HDNA (parte metabólicamente activa de la comunidad bacteriana, Gasol et al. (1999)) es representado solamente por una fracción de esta parte activa.

Se observó una correlación negativa entre la profundidad de la oxiclina y la abundancia del fitoplancton total y sus grupos. Esto indica que con una oxiclina más somera se tiene una mayor concentración de fitoplancton, lo que indicaría un proceso de retroalimentación. Con una oxiclina que se desarrolla en una zona más superficial se encontraría asociada a esta una nutriclina (nutrientes resultados de proceso de reciclaje de materia a estas profundidades) más somera, lo que genera mayor disponibilidad de nutrientes para el fitoplancton. Oguz (2000) señaló que las

transformaciones biogeoquímicas entre las formas orgánicas e inorgánicas de nitrógeno son introducidas por los procesos de remineralización, amonificación, nitrificación y denitrificación del ciclo del nitrógeno y se acoplan con el modelo de red trófica pelágica. Estos procesos se encuentran vinculados a una serie de reacciones de óxido – reducción controlando la estructura y dinámica de las zonas de transición subóxicas-anóxicas. Además, su modelo concluye que el consumo de oxígeno durante la remineralización de partículas y la nitrificación, acoplado a una ventilación limitada de aguas subsuperficiales son los dos factores principales que regulan la distribución de los perfiles de nitratos.

## 6. CONCLUSIONES

1. La presente investigación permitió comprobar que no hay una relación significativa entre la abundancia y contribución de carbono de los grupos de fitoplancton y la abundancia bacteriana con las características de la oxiclina (profundidad, espesor y gradiente de oxígeno). Sin embargo, hay una relación significativa entre la concentración de O<sub>2</sub> en la oxiclina con la abundancia y Contribución de carbono del fitoplancton (particularmente con el nano y picofitoplancton). Esta correlación se puede explicar por efecto directo del fitoplancton sobre el O<sub>2</sub>, produciendo oxígeno por fotosíntesis, pero también por una retroacción de las bacterias heterótrofas con la remineralización estimulada por el O<sub>2</sub> y regenerando nutrientes/substratos para el fitoplancton.
2. No hay un acoplamiento entre nano/pico fitoplancton con el microfitoplancton, sugiriendo un sistema de producción regenerado (involucrando el nanofitoplancton y picofitoplancton) y un sistema de producción nuevo involucrando el microfitoplancton y probablemente eventos de surgencia, reflejándose con las mayores concentraciones de microfitoplancton en las secciones centro y sur (~ 10 – 15°S) en las zonas costeras; por otro lado, el nanofitoplancton y picofitoplancton registraron las mayores concentraciones tanto en zonas cercanas a la costa como en zonas oceánicas.
3. Adicionalmente al [O<sub>2</sub>], otros parámetros como la temperatura o la luz tienen un papel importante sobre la distribución del fitoplancton, en el cual la forzante física debe tener un papel clave (circulación de masas de agua,

mezcla vertical/estratificación, surgencias, etc).

## **7. RECOMENDACIONES**

- Posiblemente habría un efecto indirecto del fitoplancton por la producción de materia orgánica, lo cual debe medirse en referencia a la producción primaria y la actividad bacteriana heterótrofa.
- Para tener mayor detalle de la distribución de los grupos de fitoplancton, sus acoplamientos y su relación con la abundancia y/o actividad bacteriana es necesario contar con la concentración de nutrientes en la zona de estudio.
- El presente estudio no toma en cuenta la contribución de carbono por parte de otras comunidades o el aporte de materia orgánica del continente lo cual puede afectar la abundancia de la comunidad bacteriana y a la remineralización.

## 8. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Arrigo K. R. (2005). Marine microorganisms and global nutrient cycles. *Nature*, Vol. 437: 349-355.

Badylak S., Philips E. J. and Loren M. A. (2014). *Akashiwo sanguinea* (Dinophyceae) blooms in a sub-tropical estuary: An alga for all seasons. *Plankton Benthos Res* 9(3): 147–155.

Bibby T. S., Mary I., Nield J., Partensky F. & Barber J. (2003). Low-light-adapted *Prochlorococcus* species possess specific antennae for each photosystem. *Nature*. Vol. 424: 1051 – 1054

Chang F. Delgado E., Fernández C. (1999). Informe Instituto del Mar del Perú. N° 147: 99 – 108.

Chang F. Hoe, Zeldis John, Gall M. and Hall J. (2003). Seasonal and spatial variation of phytoplankton assemblages, biomass and cell size from spring to summer across the north-eastern New Zealand continental shelf. *Journal of plankton research*. Volume 25, Number7: 737-758.

Cline J.D. and Richards F.A. (1972) Oxygen deficient conditions and nitrate reduction in the eastern tropical North Pacific Ocean. *Limnology and Oceanography*. Volume 17: 885-900.

Codispoti L.A., Richards F.A. (1976). An analysis of the horizontal regime of denitrification in the eastern tropical North Pacific. *Limnology and Oceanography*. Volume 21: 379–388. doi: 10.4319/lo.1976.21.3.0379.

Delgado E., Chang F., Villanueva P. (2015). Composición, abundancia y distribución del fitoplancton frente a la costa peruana en el verano 2004. Crucero 0402-03. Informe Instituto del Mar del Perú, Vol. 42 / No. 2.

ENFEN. Informe del comité multisectorial encargado del estudio nacional del Fenómeno del niño. INFORME TÉCNICO ENFEN N° 01/2014.

ENFEN. Informe del comité multisectorial encargado del estudio nacional del Fenómeno del niño. ENFEN. INFORME TÉCNICO ENFEN N° 02/2014.

Franz J., Krahnemann G., Lavik G., Grasse P., Dittmar T., Riebesell U. (2012). Dynamics and stoichiometry of nutrients and phytoplankton in waters influenced by the oxygen minimum zone in the eastern tropical Pacific. *Deep-Sea Research I*. Volume 62: 20-31.

Fuenzalida R., Schneider W., Garces-Vargas J., Bravo L., Lange C. (2009). Vertical and horizontal extension of the oxygen minimum zone in the eastern South Pacific Ocean. *Deep-Sea Research II*. Volume 56: 992–1003.

Goericke R., Olson R.J., Shalapyonok A. (2000). A novel niche for *Prochlorococcus* sp. in low-light suboxic environments in the Arabian Sea and the Eastern Tropical North Pacific. *Deep-Sea Research I*. Volume 47: 1183-1205

Graco M. I., Ledesma J., Flores G. y Girón M. (2007). Nutrients, oxygen and biogeochemical processes in the Humboldt upwelling current system off Peru. *Rev. peru. biol.* Volumen 14(1): 117- 128.

Grasshoff, K., Kremling, Y .M. Ehrhardt (1999). *Methods of Seawater Analysis*. (3rd Edition).

Grob C., Ulloa O., William K. W. Li, Alarcón G, Fukasawa M., Watanabe S. (2007). Picoplankton abundance and biomass across the eastern South Pacific Ocean along latitude 32.5° S. *Marine ecology progress series*. Vol. 332: 53–62.

Hagstrom A., Azam F., Andersson A., Wikner J. , Rassoulzadegan F. (1988). Microbial loop in an oligotrophic pelagic marine ecosystem: Possible roles of cyanobacteria and nanoflagellates in the organic fluxes. *Marine Ecology-Progress Series*. Vol. 49: 171-178.

Hamasaki K., Satoh F., Kikuchi T., Toda T., Taguchi S. (1999) Biomass and production of cyanobacteria in a coastal water of Sagami Bay, Japan. *Journal of Plankton Research*. Volume 21, Number 8: 1583–1591.

Hillebrand H., *Dürselen* C., Kirschtel, Pollinger U., Zohary T. (1999). Biovolume calculation for pelagic and benthic microalgae. *Journal of Phycology*. Volume 35: 403- 424.

Marañón E., Holligan P. M., Varela M., Mouriño B., Bale A. J. (2000). Basin-scale variability of phytoplankton biomass, production and growth in the Atlantic Ocean. *Deep-Sea Research I*. Volume 47: 825-857.

Menden-Deuer S. y Lessard E. J. (2000). Carbon to volume relationships for dinoflagellates, diatoms, and other protist plankton. *Limnology and Oceanography*. Volume 45(3): 569- 579.

Montes, I., Dewitte, B., Gutknecht, E., Paulmier, A., Dadou, I., Oschlies, A., y V. Garçon (2014) High-resolution modeling of the Eastern Tropical Pacific oxygen minimum zone: Sensitivity to the tropical oceanic circulation. *Journal of Geophysical Research: Oceans*. Volume 119: 5515-5532, doi:10.1002/2014JC009858.

Robert J. O., Shalapyonok A., Sosik H. M. (2003). An automated submersible flow cytometer for analyzing pico- and nanophytoplankton: FlowCytobot. *Deep-Sea Research I*. Volume 50: 301–315.

Ochoa N., Gómez O. (1988). Variación Espacio-Temporal del Fitoplancton frente a Callao, Perú, en 1986. Boletín Instituto del Mar del Perú, Apartado 22.

Ochoa N., Gómez O., Sánchez, S., Delgado E (1999) Diversidad de Diatomeas y Dinoflagelados Marinos en el Perú. Boletín Instituto del Mar del Perú. Vol.18, Nos. 1 y 2.

Oguz T. (2000). Modeling distinct vertical biogeochemical structure of the Black Sea: Dynamical coupling of the oxic, suboxic, and anoxic layers. Global biogeochemical cycles. Vol. 14, no. 4: 1331-1352.

Oguz T. (2002). Role of physical processes controlling oxycline and suboxic layer structures in the Black Sea. Global biogeochemical cycles. vol. 16, no. 2: 3.1- 3.13. 1019, 10.1029/2001GB001465.

Pan L. A., Zhang J. and Zhang L. H. (2007) Picophytoplankton, nanophytoplankton, heterotrophic bacteria and viruses in the Changjiang Estuary and adjacent coastal waters. Journal of plankton research. Volume 29, number 2: 187–197.

Partensky F., Hess W. R., and Vaultot D. (1999). *Prochlorococcus*, a Marine Photosynthetic Prokaryote of Global Significance. Microbiology and molecular biology reviews. Vol. 63, No. 1: 106–127.

Paulmier, A. (2005) Zones de Minimum d'Oxygène (OMZs) de l'océan moderne: Une étude focalisée dans le Pacifique Sud Est. *Ph.D thesis*, 248 pp., Univ. Pierre et Marie Curie, Paris. Paulmier, A., Ruiz-Pino, D., Garçon, V., y L. Farías (2006) Maintaining of the Eastern South Pacific Oxygen Minimum Zone (OMZ) off Chile. *Geophysical Research Letters*. Volume 33, L20601, doi:10.1029/2006GL026801.

Paulmier, A., Ruiz-Pino, D., y Garçon V. (2008). The Oxygen Minimum Zone (OMZ) off Chile as intense source of CO<sub>2</sub> and N<sub>2</sub>O. *Cont. Shelf Res.* Volume 28(20): 2746–2756, doi:10.1016/j.csr.2008.09.012.

Paulmier, A., and D. Ruiz-Pino (2009). Oxygen minimum zones (OMZs) in the modern ocean. *Progress in Oceanography*. Volume 80: 113-128.

Paulmier, A., Ruiz-Pino, D., and Garçon V. (2011). CO<sub>2</sub> maximum in the oxygen minimum zone (OMZ). *Biogeosciences*. Volume 8: 239–252.

Reid, J. (1965) *Intermediate Waters of the Pacific Ocean*, 85 pp., Johns Hopkins Press, Baltimore, Md.

Reynolds C.S. *The Ecology of Phytoplankton*. 1st Ed. Cambridge (US); (2006). Chapter 1, Phytoplankton; Pág. 1 – 37.

Sánchez S. (2000). Variación estacional e interanual de la biomasa fitoplanctónica y concentraciones de clorofila a, frente a la costa peruana durante 1976 -2000. Boletín Instituto del Mar del Perú. Vol.19, Nos. 1 y 2.

Shi, W., and Wang M. (2010), Characterization of global ocean turbidity from Moderate Resolution Imaging Spectroradiometer ocean color observations, J. Geophys. Res. Volume 115, C11022, doi:10.1029/2010JC006160.

Smayda T.J., Trainer V.L. (2010). Dinoflagellate blooms in upwelling systems: Seeding, variability, and contrasts with diatom bloom behavior. Progress in Oceanography. Volume 85: 92–107.

Stramma L., Schmidtko S., Levin L., Johnson G. C. (2010). Ocean oxygen minima expansions and their biological impacts. Deep-Sea Research I. Volume 57(4): 587-595. doi:10.1016/j.dsr.2010.01.005.

Strickland J.D.H., Eppley R.W. y Rojas de Mendiola Blanca (1969). Poblaciones de fitoplancton, nutrientes y fotosíntesis en Aguas costeras Peruanas. Boletín Instituto del Mar. Volumen 2, número 1.

Sun J. y Liu D. (2003). Geometric models for calculating cell biovolume and surface area for phytoplankton. Journal of Plankton Research. Volume 25, Number 11: 1331–1346.

Thamdrup B., Dalsgaard T., Revsbech N. P. (2012). Widespread functional anoxia in the oxygen minimum zone of the Eastern South Pacific. *Deep-Sea Research I*. Volume 65: 36–45.

Tsuji T. and Adachi R. (1979). Distribution of Nano-Phytoplankton including Fragile Flagellates in the Subtropical Northwestern Philippine Sea. *Journal of the Oceanographical Society of Japan*. Vol.35: 173 - 178.

Ulloa O., Canfield D., DeLong E., Letelier R., and Stewart F. (2012) Microbial oceanography of anoxic oxygen minimum zones. *PNAS*. Vol.109, no.40: 15996–16003.

VanWambeke F., Obernosterer I., Moutin T., Duhamel S., Ulloa O., and Claustre H. (2008) Heterotrophic bacterial production in the eastern South Pacific: longitudinal trends and coupling with primary production. *Biogeosciences*. Volume 5: 157–169.

VanWambeke F, Bonnet S., Moutin T., Raimbault P., Alarcón G., and Guieu C. (2008). Factors limiting heterotrophic bacterial production in the southern Pacific Ocean. *Biogeosciences*, Volume 5: 833–845.

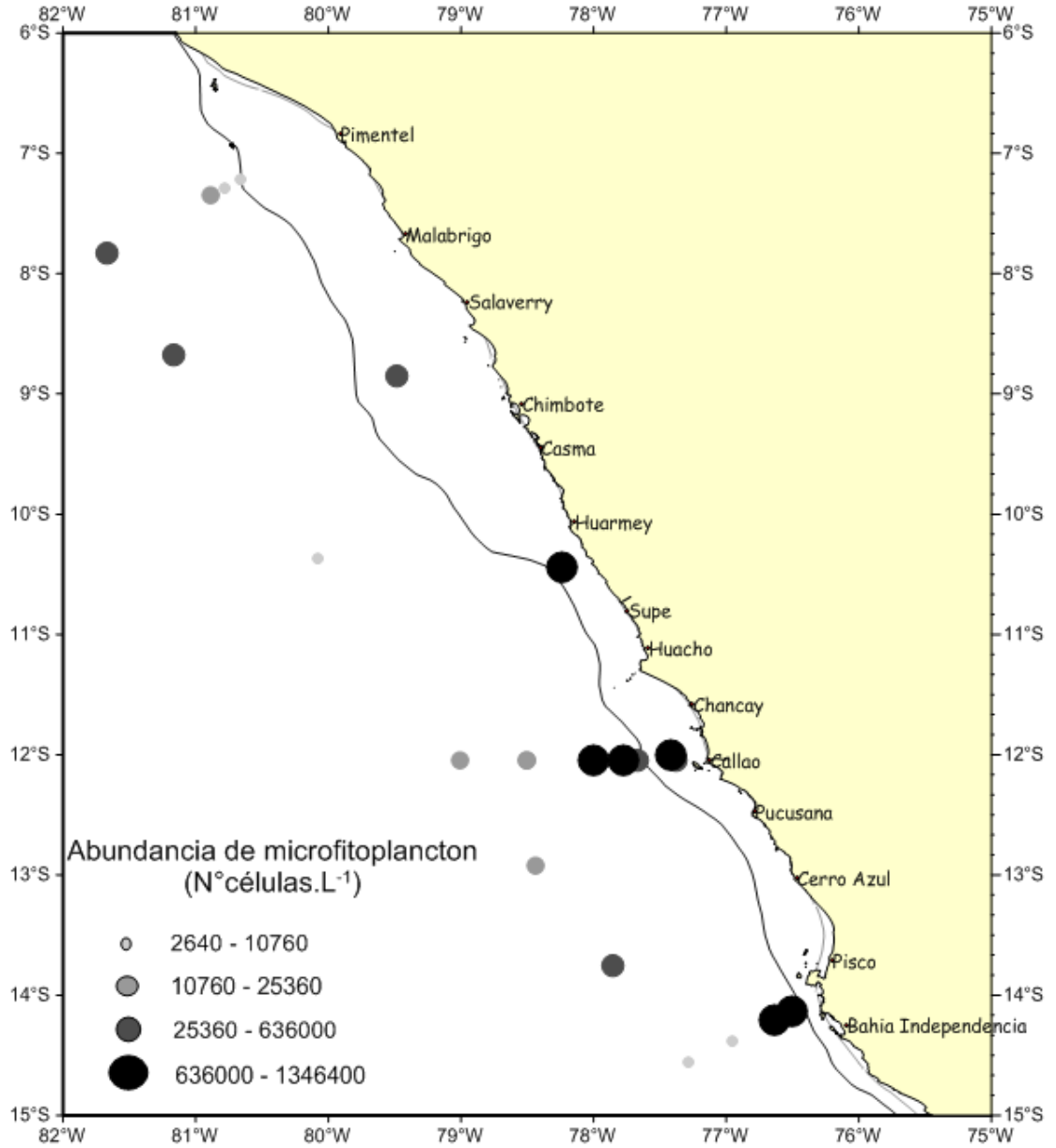
Wagoner Bruce B. and Marshall Harold G. (1991) Observations of the Phytoplankton Standing Crop at the Shelf Margin of the Mid Atlantic Bight. *Virginia Journal of Science*. Volume 42, number 3: 353-360.

Whitmire A. L., Letelier R. M. , Villagrán V., and Ulloa O. (2009). Autonomous observations of in vivo fluorescence and particle backscattering in an oceanic oxygen minimum zone. *Optics Express*. Vol. 17, no. 24: 21992-22004.

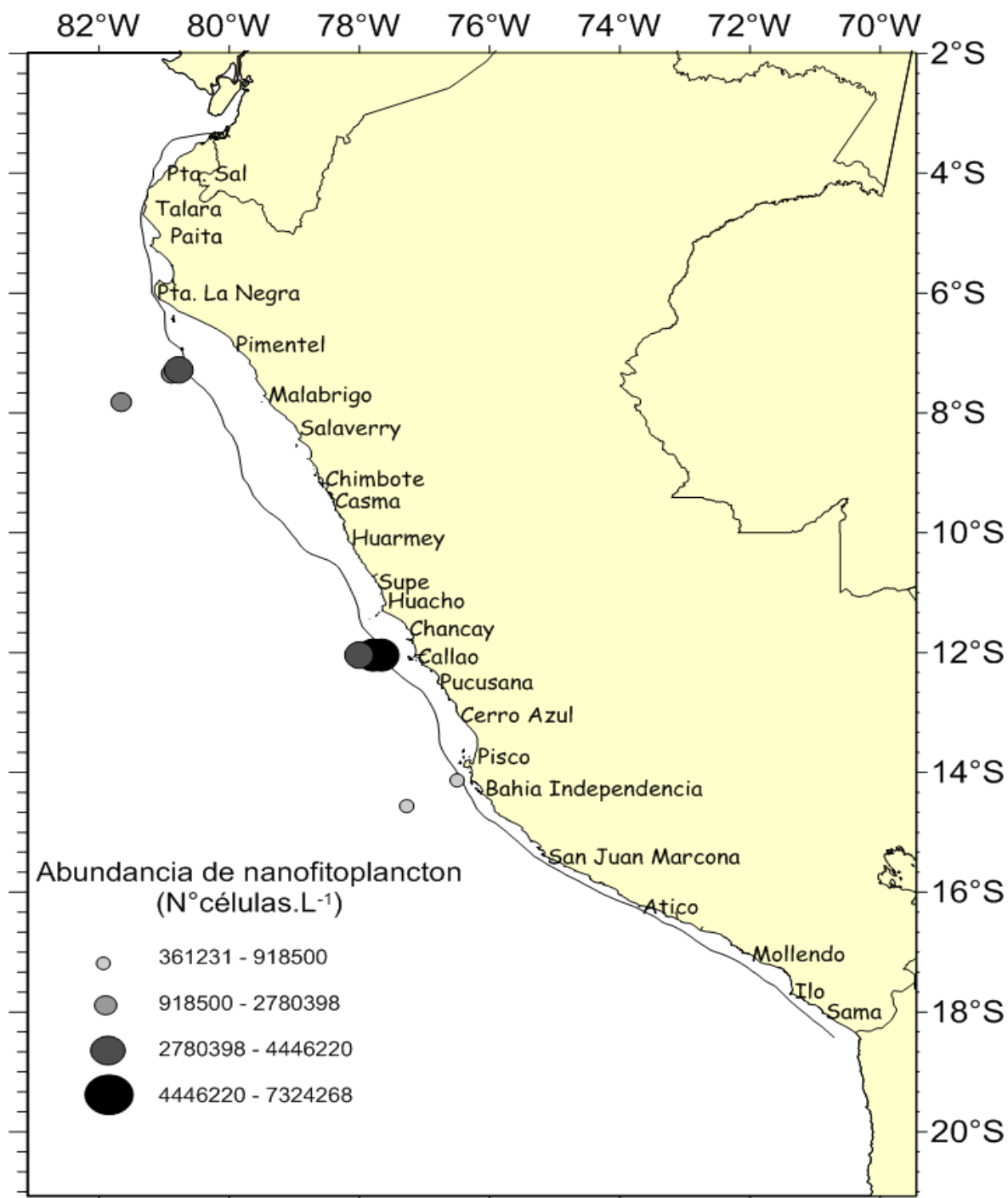
Worden Alexandra Z., Nolan Jessica K., Palenik B. (2004). Assessing the dynamics and ecology of marine picophytoplankton: The importance of the eukaryotic component. *Limnol. Oceanogr.* Volume 49(1): 168–179.

Zuta, S. & O.G. Guillén. (1970). Oceanografía de las aguas costeras del Perú. *Bol. Inst. Mar Perú* (2): 157-324.

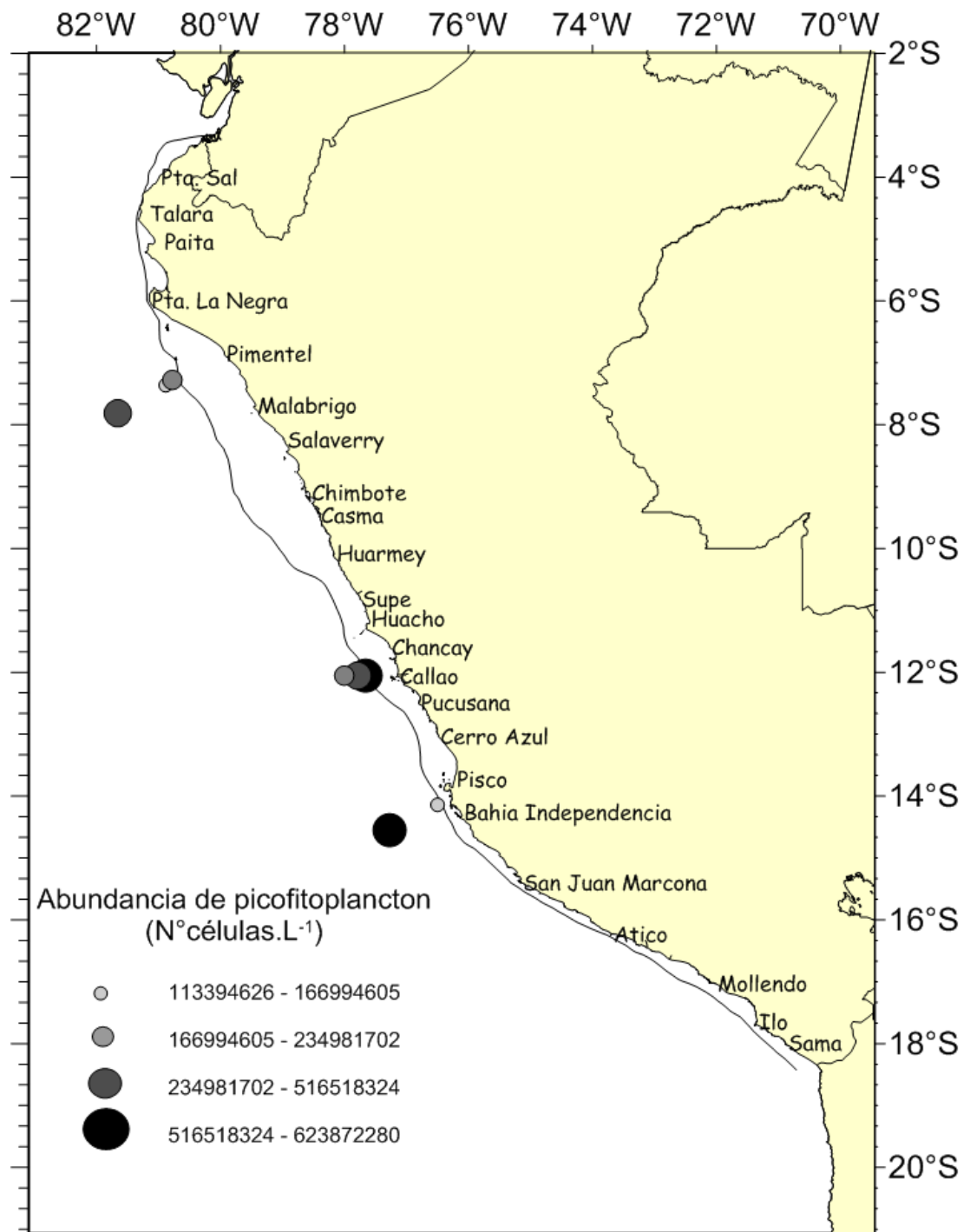
## 9. ANEXOS



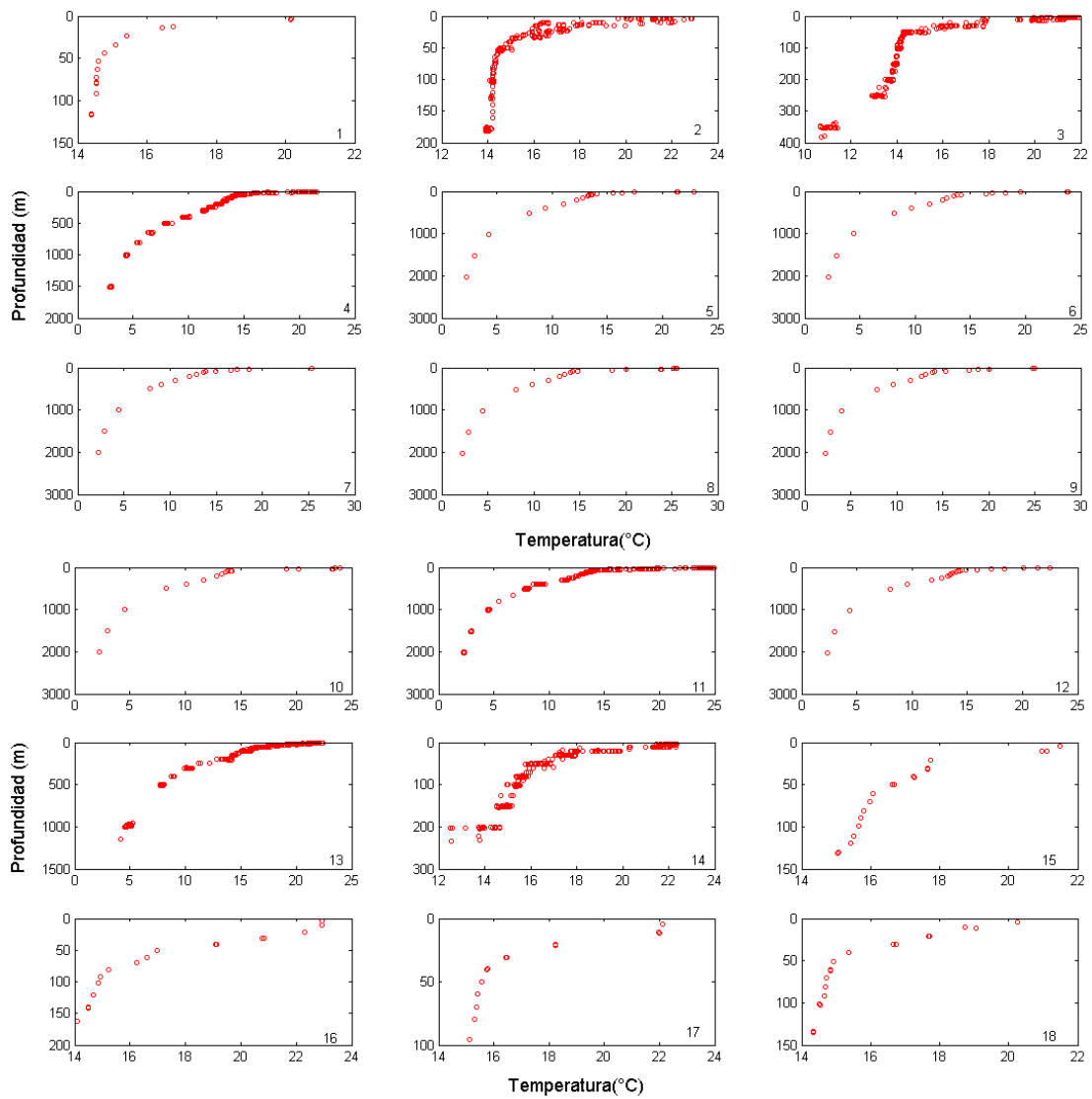
**A1. Abundancia de microfitoplancton a 10 m de profundidad.**



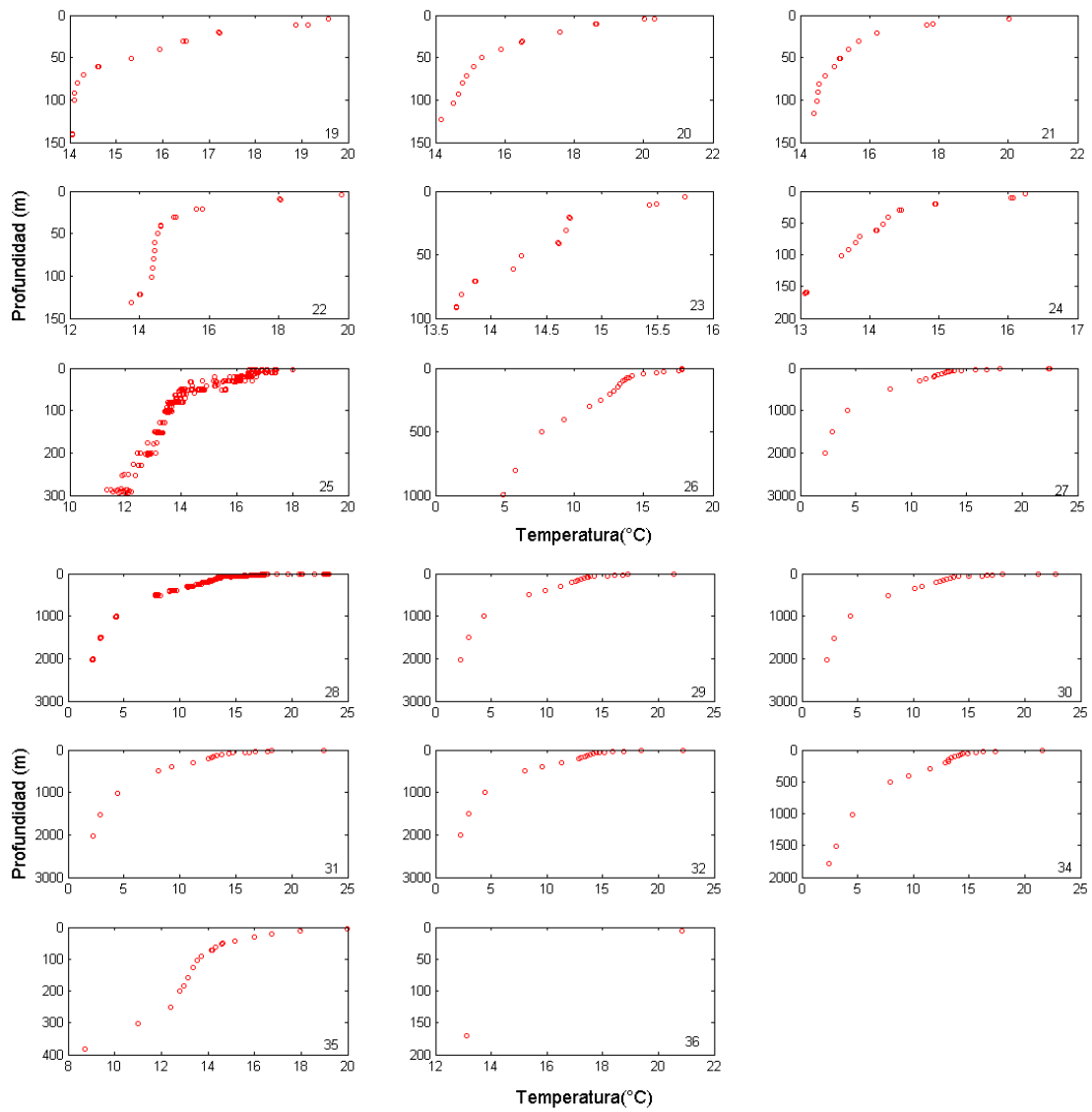
**A2. Abundancia de nanofitoplancton a 0 - 4 m de profundidad.**



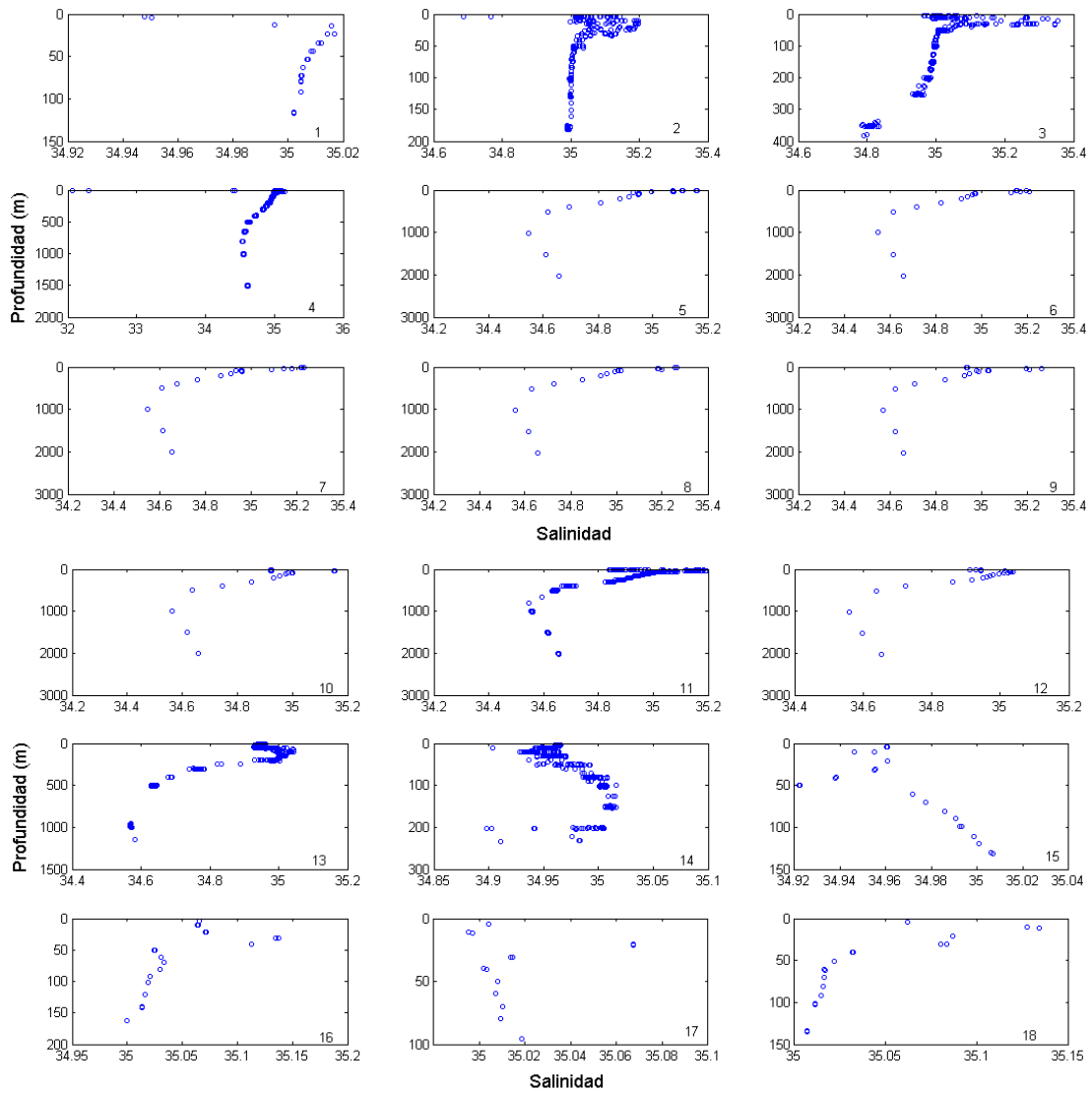
**A3. Abundancia de grupos de picofitoplancton a 0 – 4 m de profundidad.**



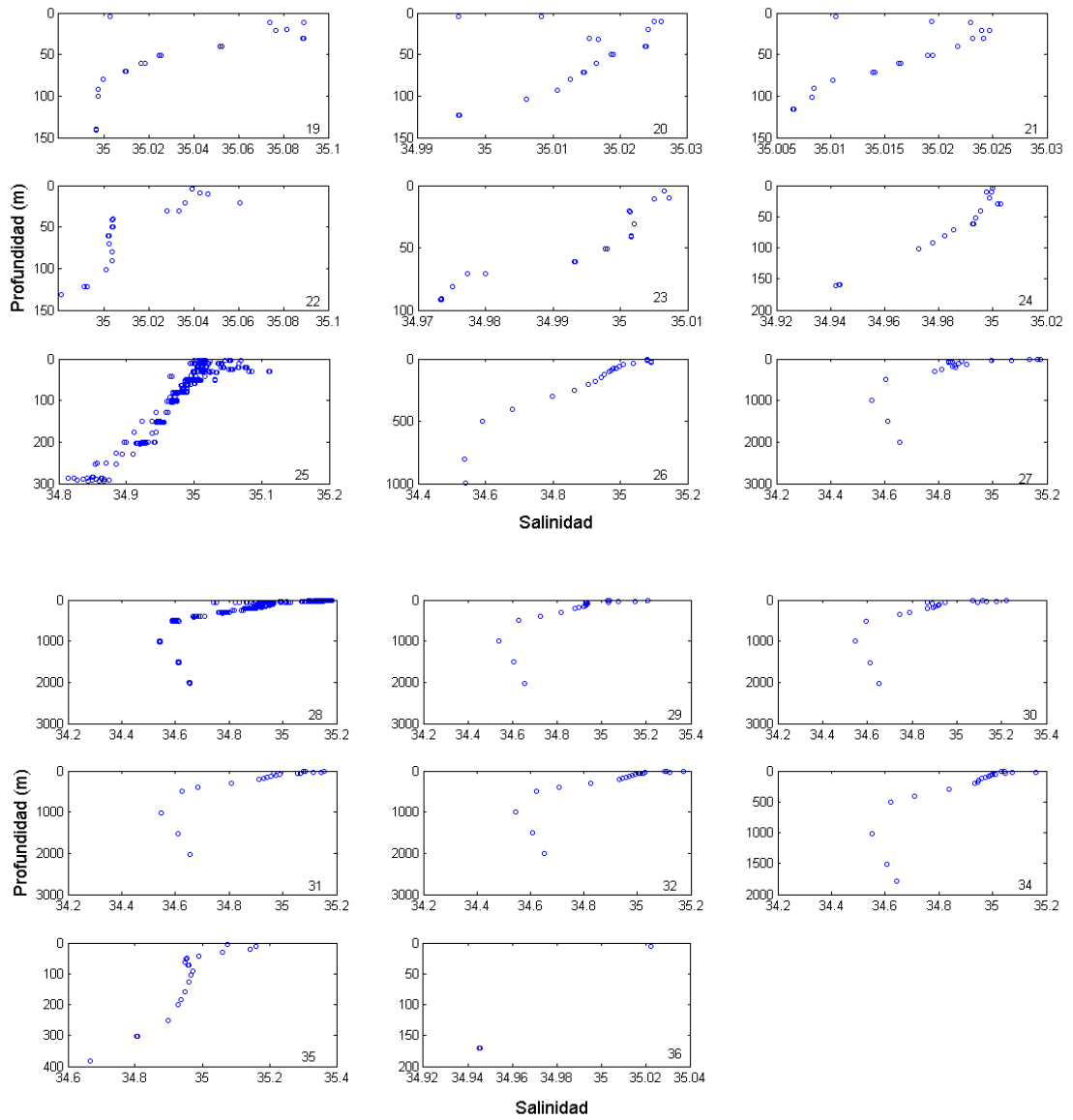
***A4. Perfiles verticales de temperatura (°C) para las estaciones de muestreo (1,2,3,4,5,6,7,8,9,10,11,12,13,14,15,16,17,18) del proyecto AMOP. Enero – Febrero 2014. (Las escalas de los ejes están ajustadas para cada estación)***



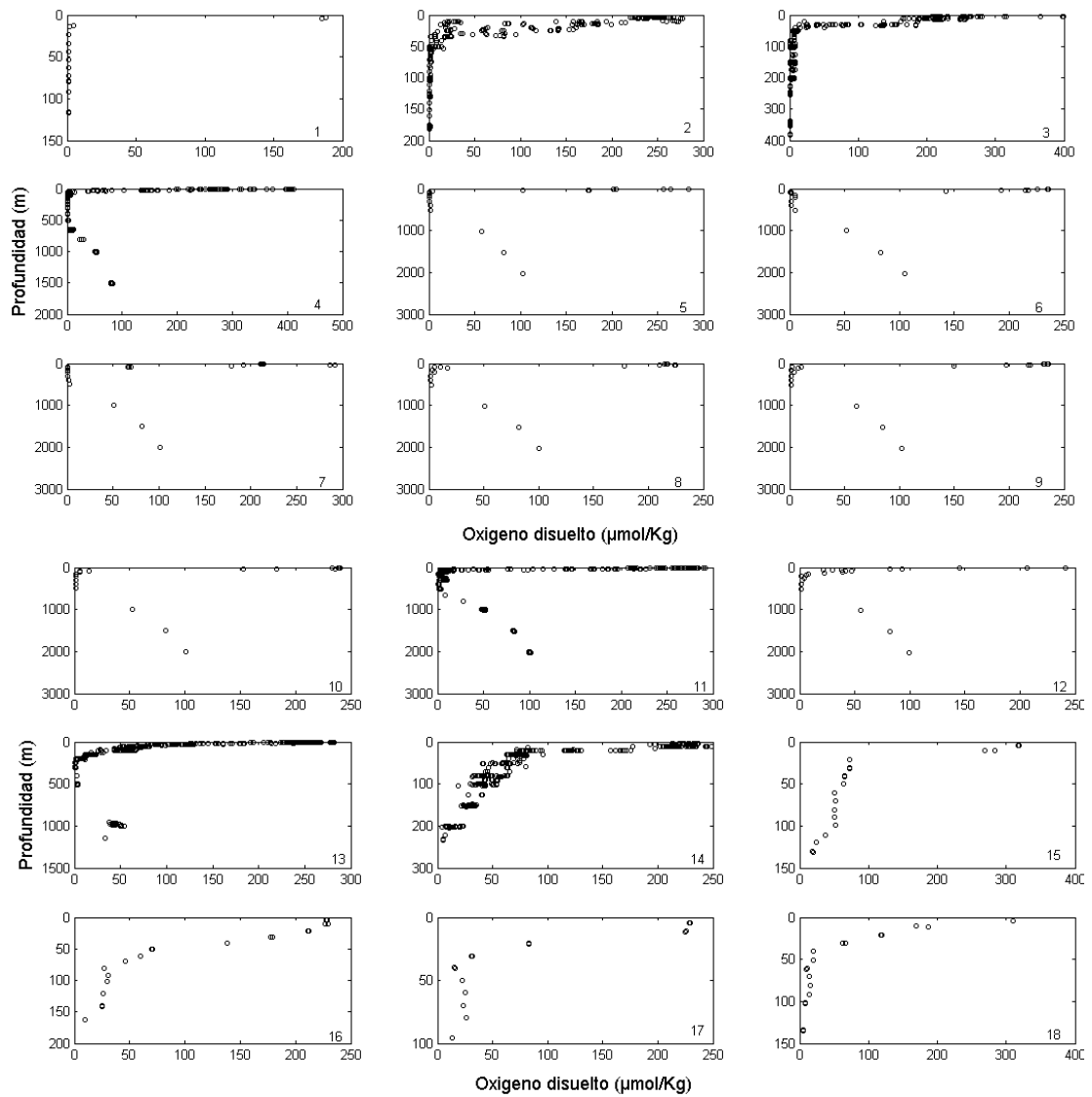
***A5. Perfiles verticales de temperatura (°C) para las estaciones de muestreo (19,20,21,22,23,24,25,26,27,28,29,30,31,32,34,35 y 36) del proyecto AMOP. Enero – Febrero 2014. (Las escalas de los ejes están ajustadas para cada estación).***



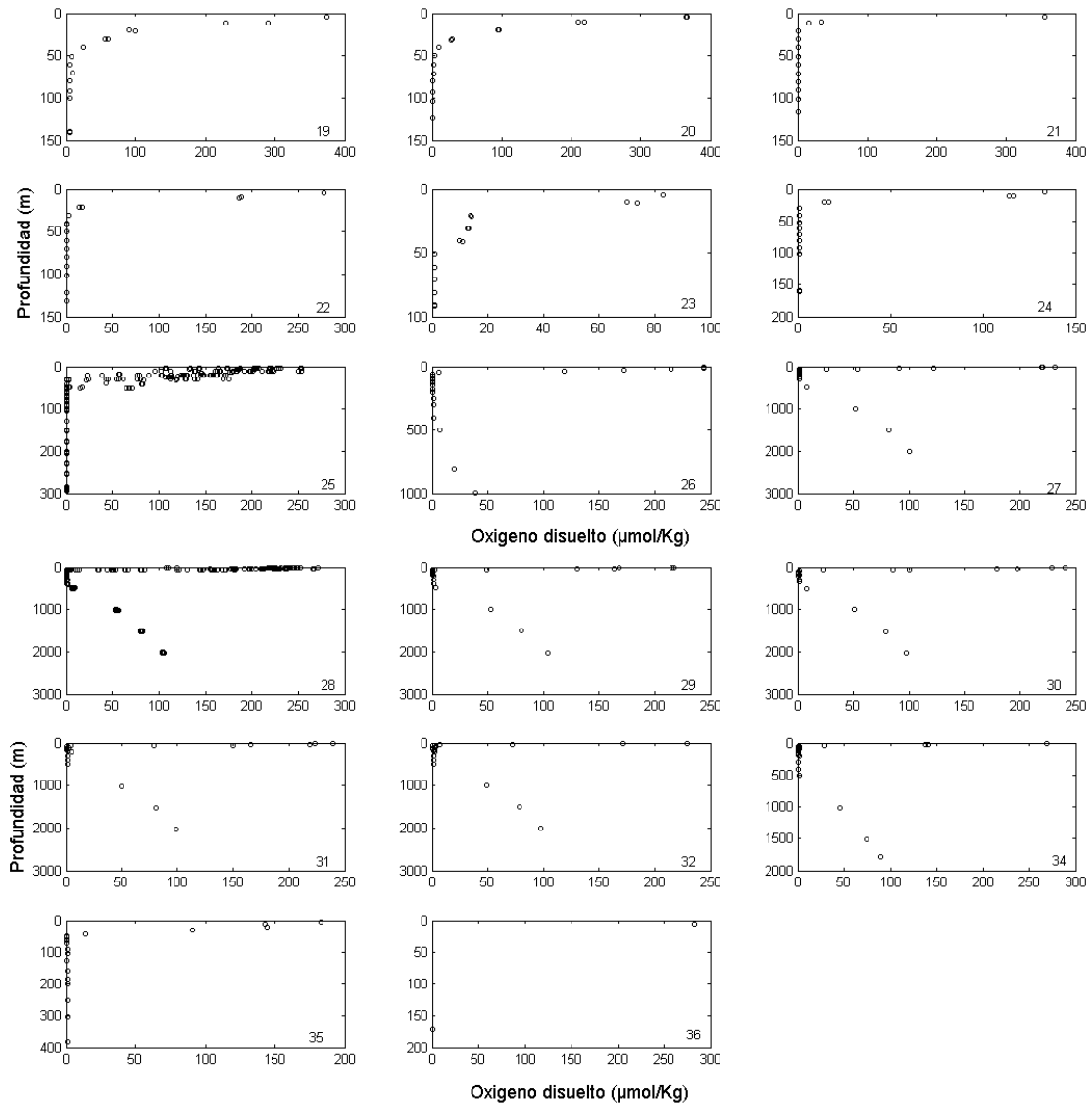
***A6. Perfiles verticales de salinidad para las estaciones de muestreo (1,2,3,4,5,6,7,8,9,10,11,12,13,14,15,16,17,18) del proyecto AMOP. Enero - Febrero 2014. (Las escalas de los ejes están ajustadas para cada estación).***



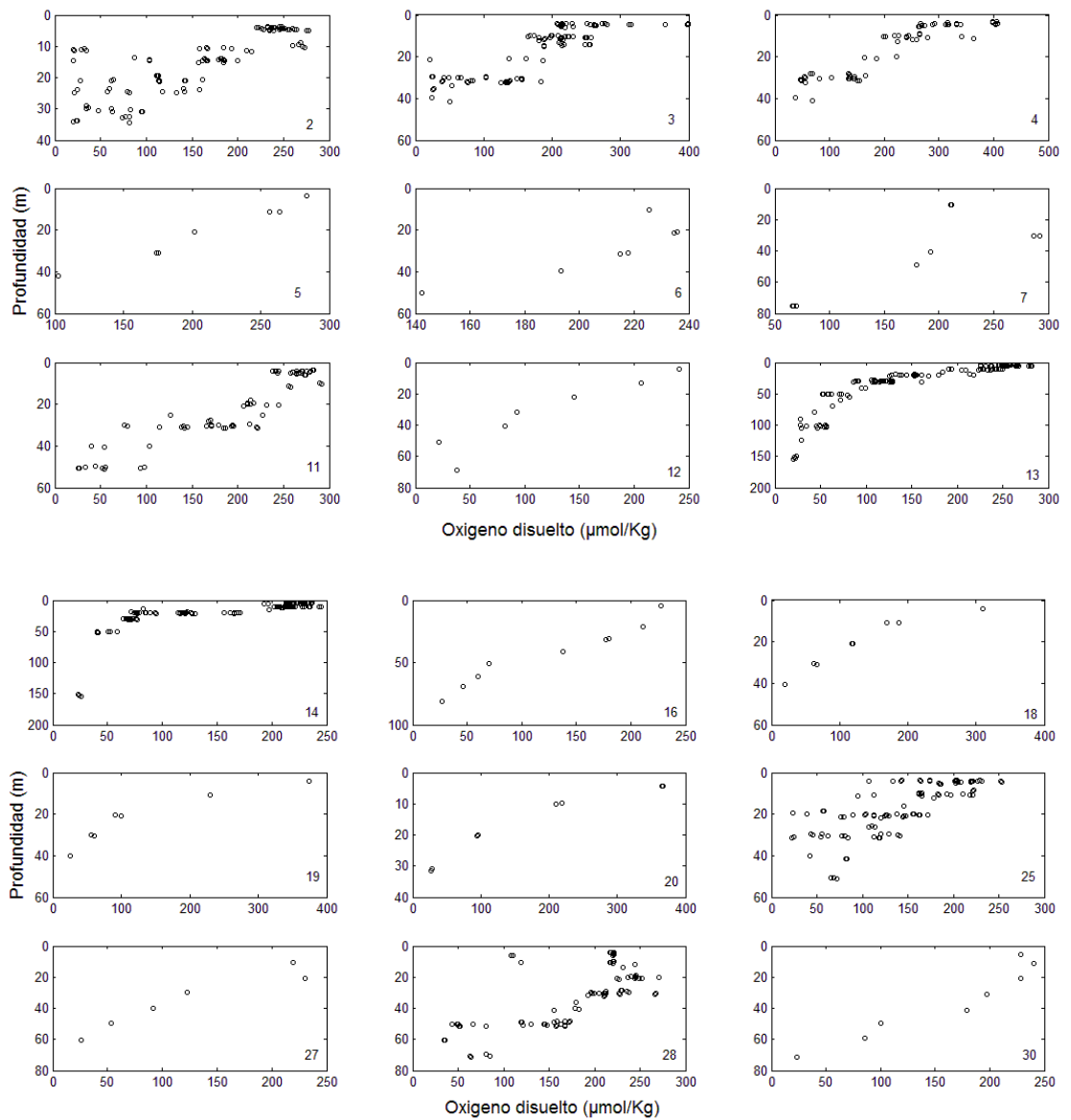
***A7. Perfiles verticales de salinidad para las estaciones de muestreo (19,20,21,22,23,24,25,26,27,28,29,30,31,32,34,35 y 36) del proyecto AMOP. Enero - Febrero 2014. (Las escalas de los ejes están ajustadas para cada estación).***



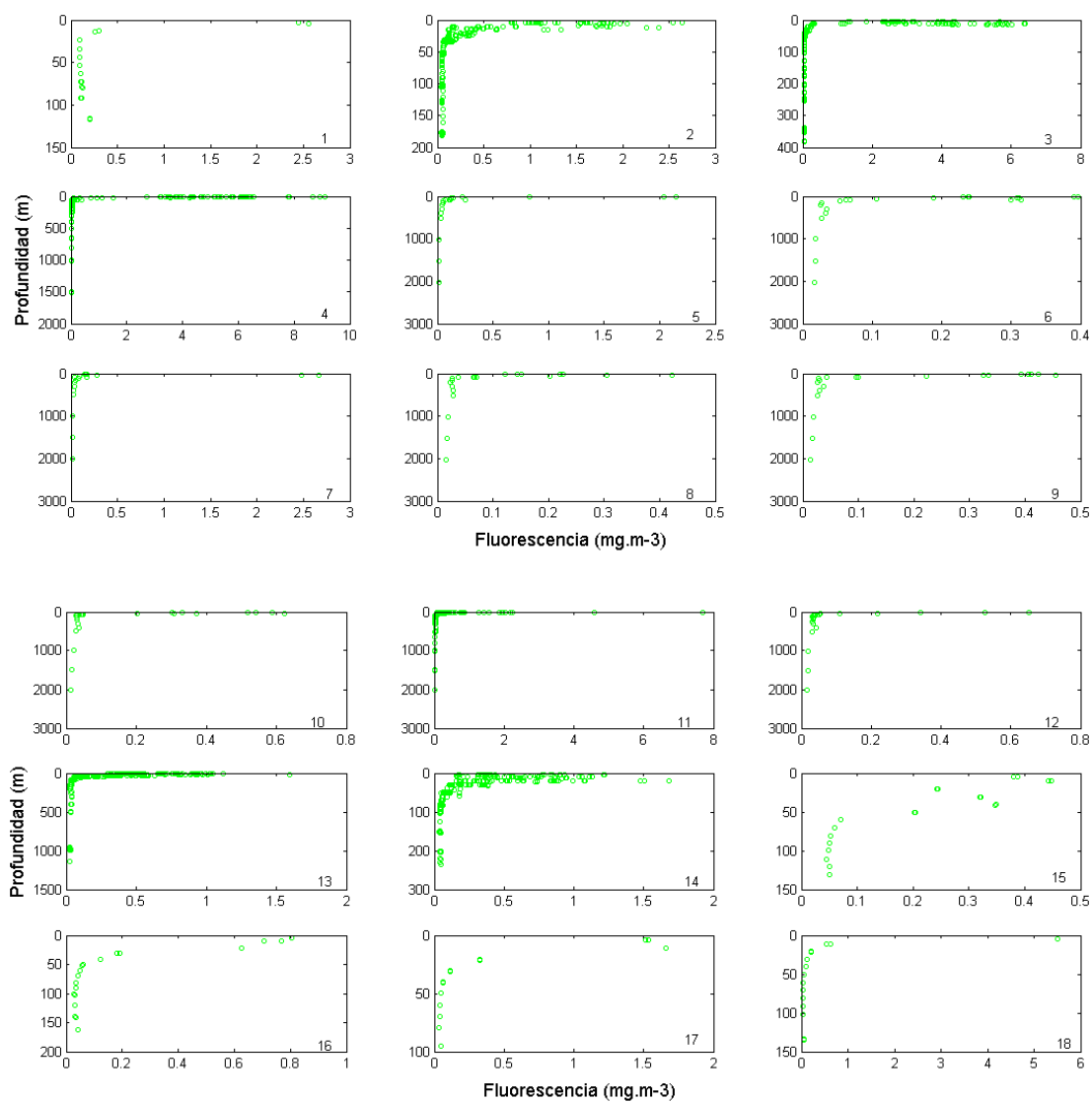
***A8. Perfiles verticales de la concentración de oxígeno disuelto ( $\mu\text{mol.Kg}^{-1}$ ) para las estaciones de muestreo (1,2,3,4,5,6,7,8,9,10,11,12,13,14,15,16,17,18) del proyecto AMOP. Enero - Febrero 2014. (Las escalas de los ejes están ajustadas para cada estación).***



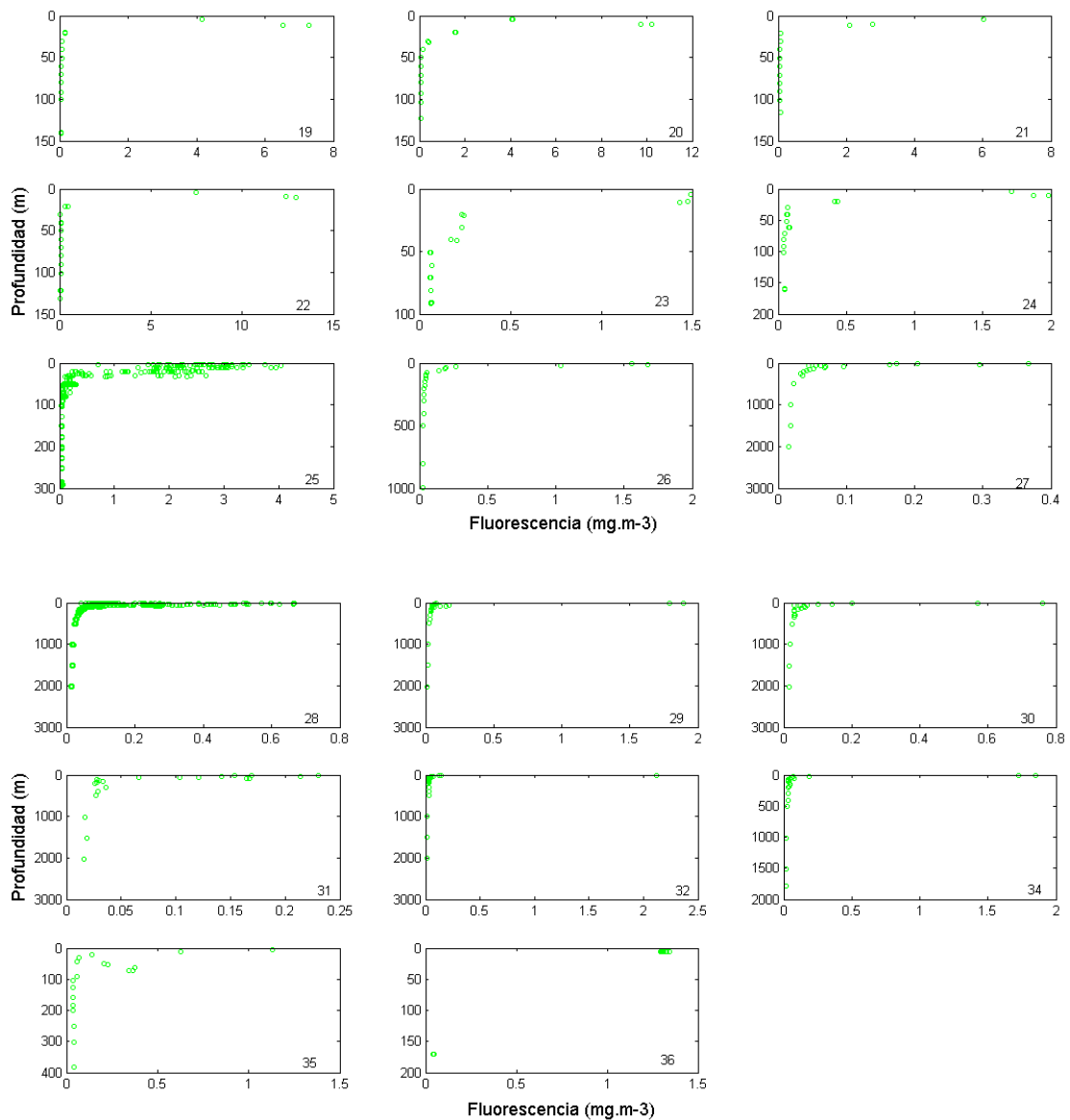
***A9. Perfiles verticales de la concentración de oxígeno disuelto ( $\mu\text{mol.Kg}^{-1}$ ) para las estaciones de muestreo (19,20,21,22,23,24,25,26,27,28,29,30,31,32,34,35 y 36) del proyecto AMOP. Enero - Febrero 2014. (Las escalas de los ejes están ajustadas para cada estación).***



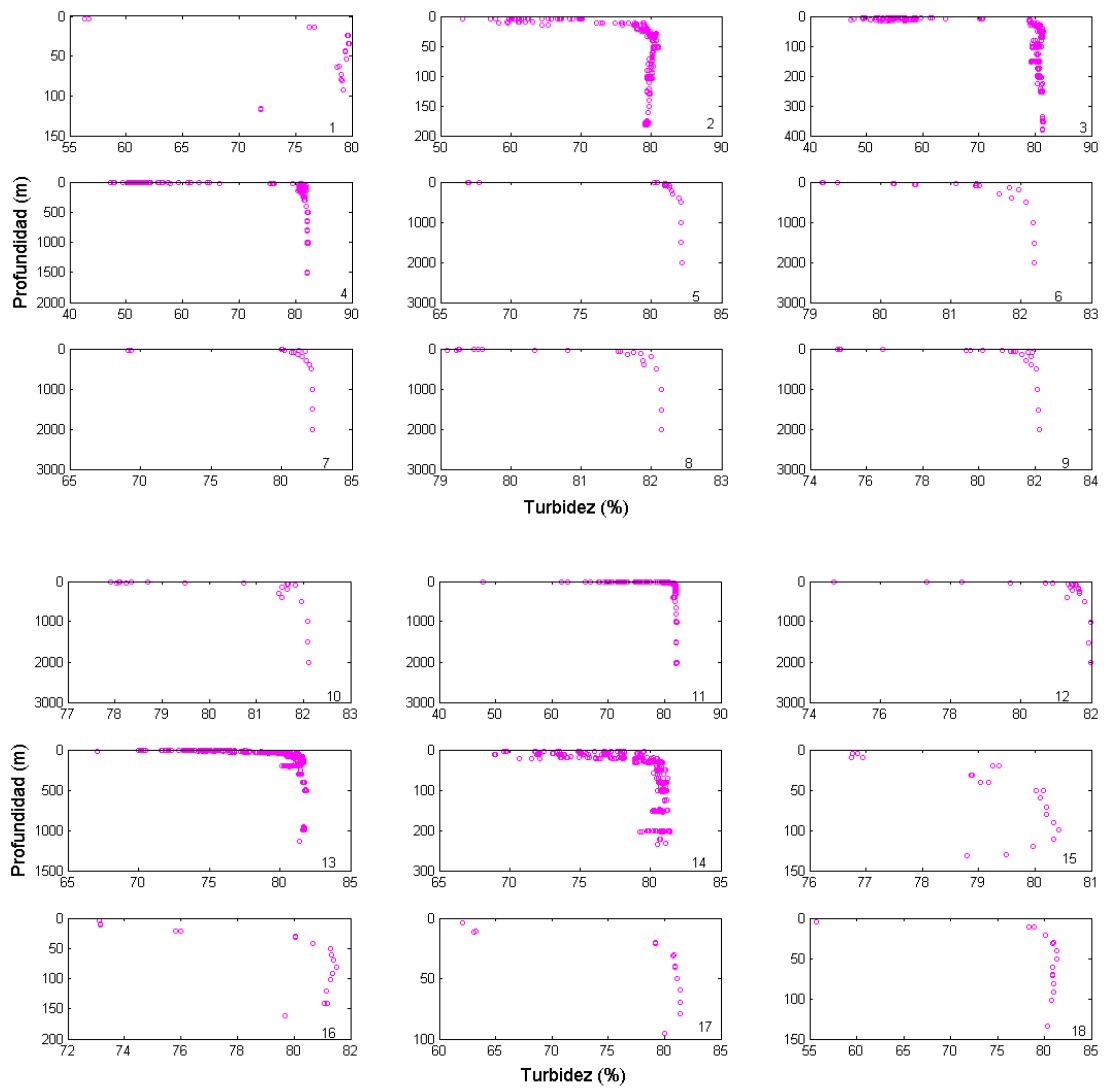
***A10. Perfiles verticales de la concentración de oxígeno disuelto en la oxiclina ( $\mu\text{mol.Kg}^{-1}$ ) para las estaciones (2,3,4,5,6,7,11,12,13,14,16,18,19,20,25,27,28 y 30) de muestreo del proyecto AMOP. Enero - Febrero 2014. (Las escalas de los ejes están ajustadas para cada estación).***



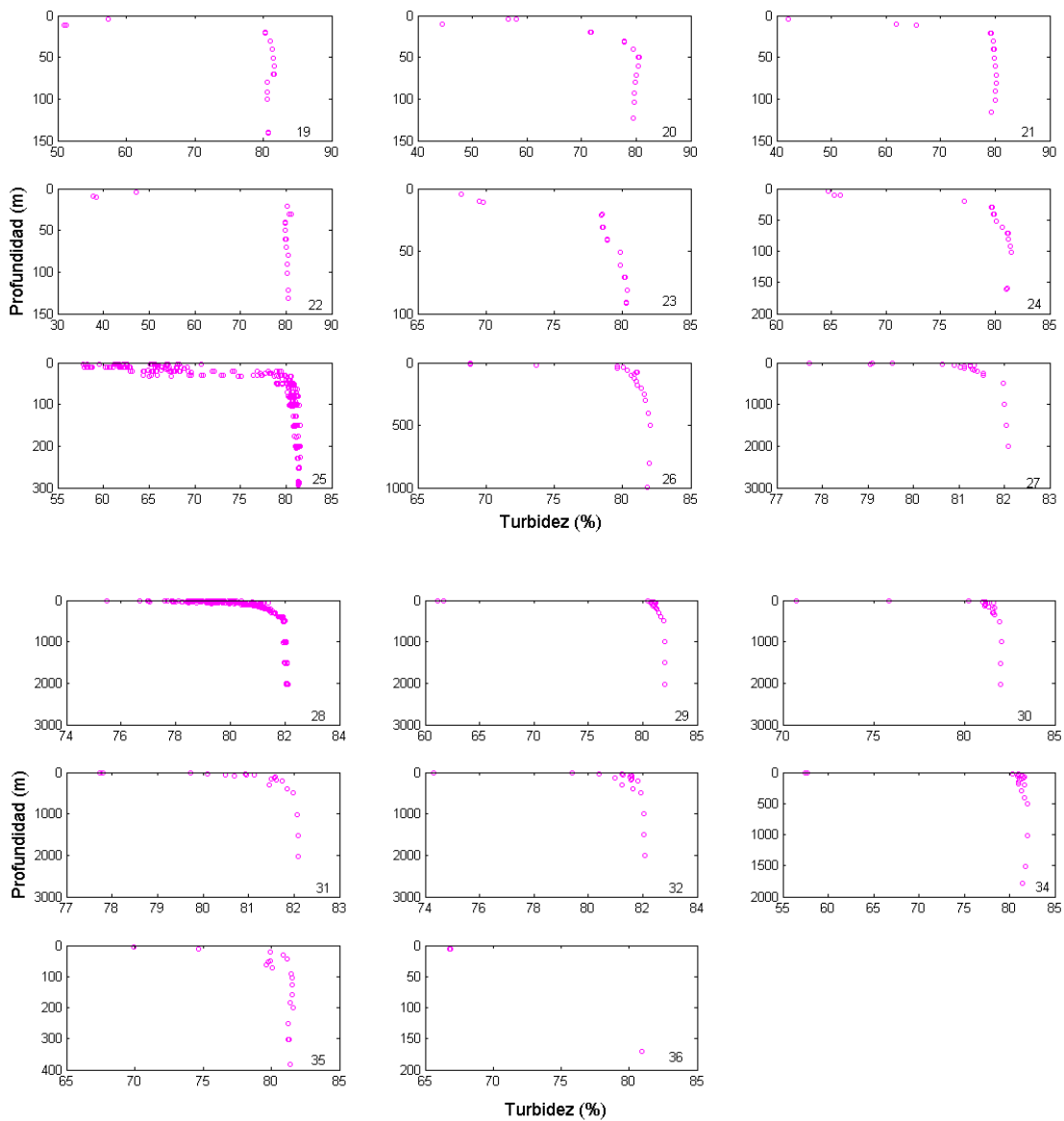
***A11. Perfiles verticales de fluorescencia ( $\text{mg.m}^{-3}$ ) para las estaciones de muestreo(1,2,3,4,5,6,7,8,9,10,11,12,13,14,15,16,17,18) del proyecto AMOP. Enero - Febrero 2014. (Las escalas de los ejes están ajustadas para cada estación).***



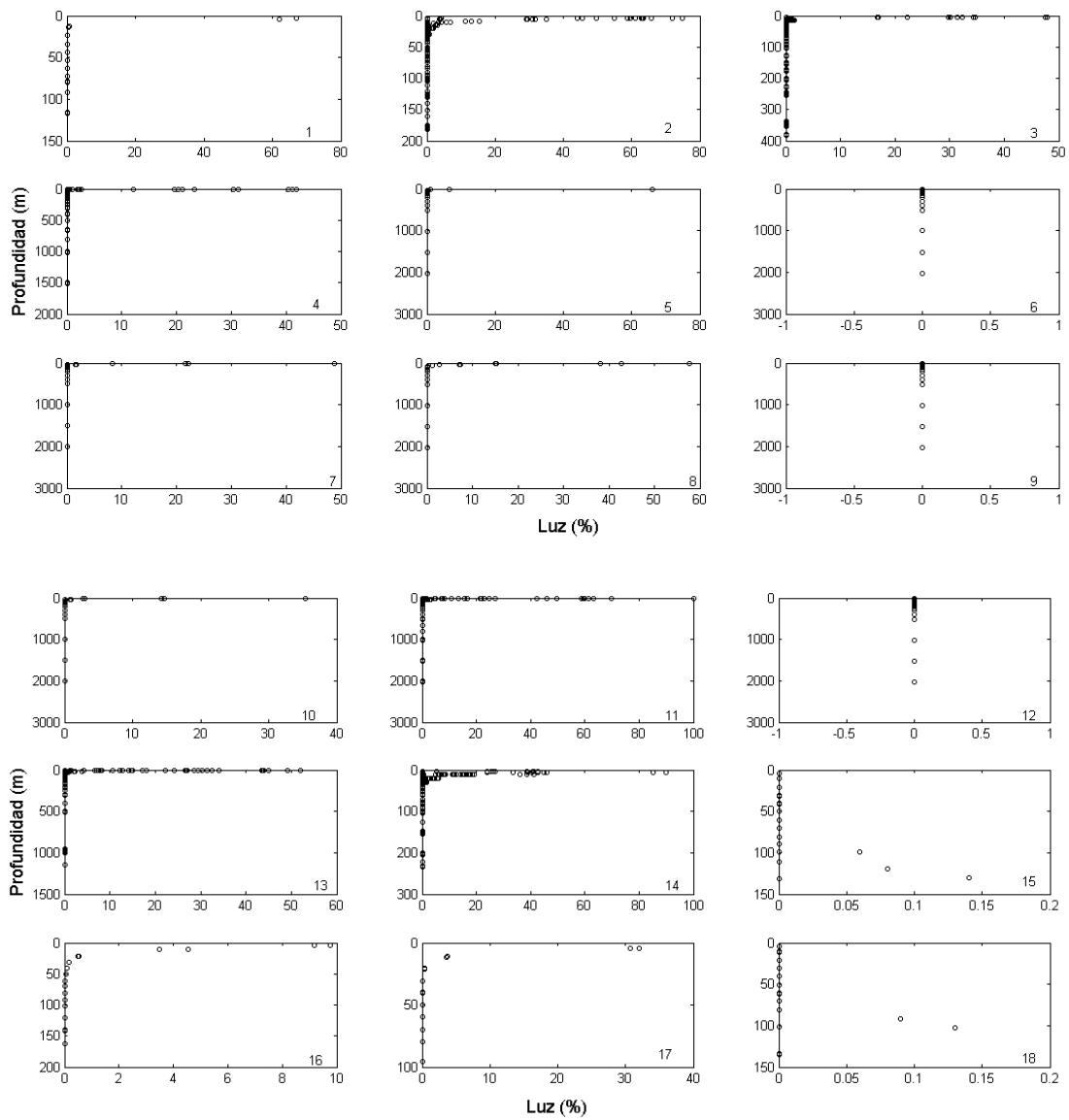
***A12. Perfiles verticales de fluorescencia ( $\text{mg.m}^{-3}$ ) para las estaciones de muestreo(19,20,21,22,23,24,25,26,27,28,29,30,31,32,34,35 y 36) del proyecto AMOP. Enero - Febrero 2014. (Las escalas de los ejes están ajustadas para cada estación).***



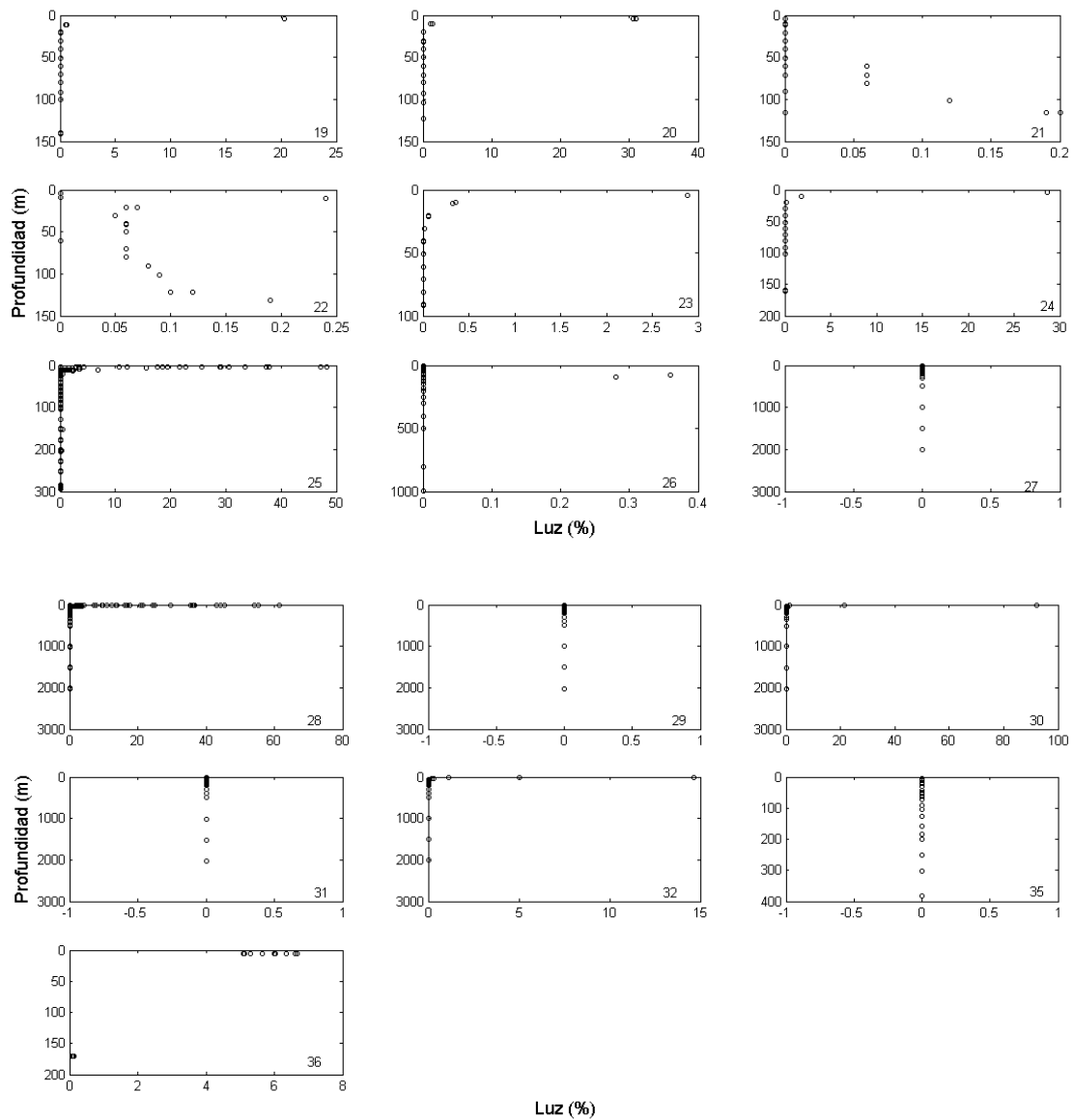
***A13. Perfiles verticales de turbidez (%) para las estaciones de muestreo(1,2,3,4,5,6,7,8,9,10,11,12,13,14,15,16,17,18) del proyecto AMOP. Enero - Febrero 2014. (Las escalas de los ejes están ajustadas para cada estación).***



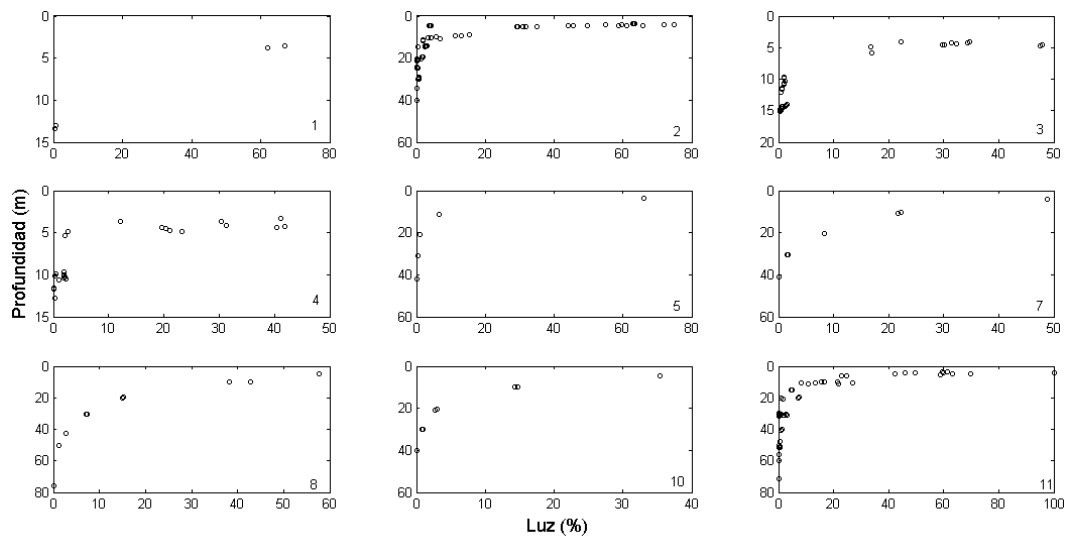
***A14. Perfiles verticales de turbidez (%) para las estaciones de muestreo(19,20,21,22,23,24,25,26,27,28,29,30,31,32,34,35 y 36) del proyecto AMOP. Enero - Febrero 2014. (Las escalas de los ejes están ajustadas para cada estación).***



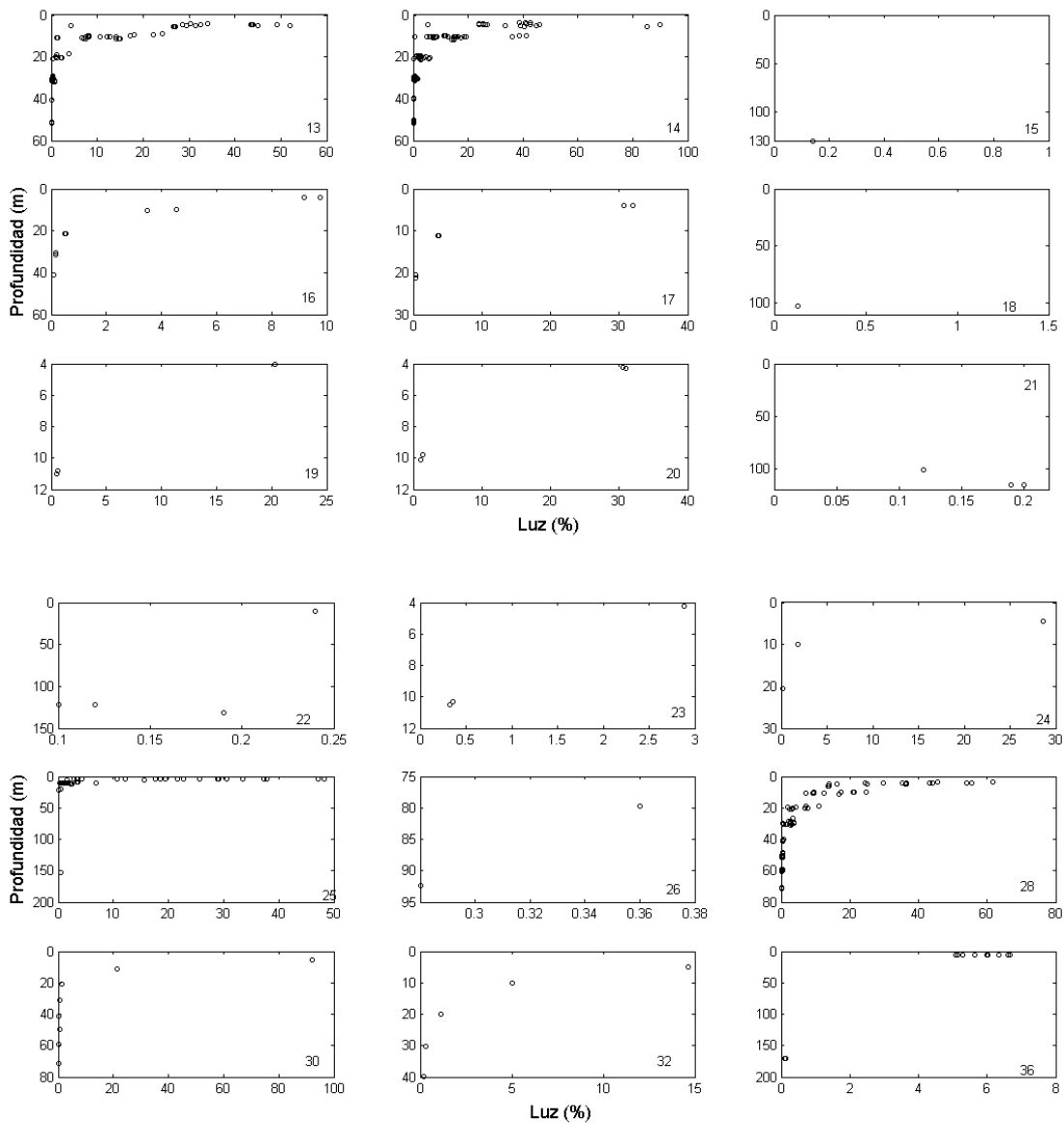
***A15. Perfiles verticales de luz incidente (%) para las estaciones de muestreo(1,2,3,4,5,6,7,8,9,10,11,12,13,14,15,16,17,18) del proyecto AMOP. Enero - Febrero 2014. (Las escalas de los ejes están ajustadas para cada estación).***



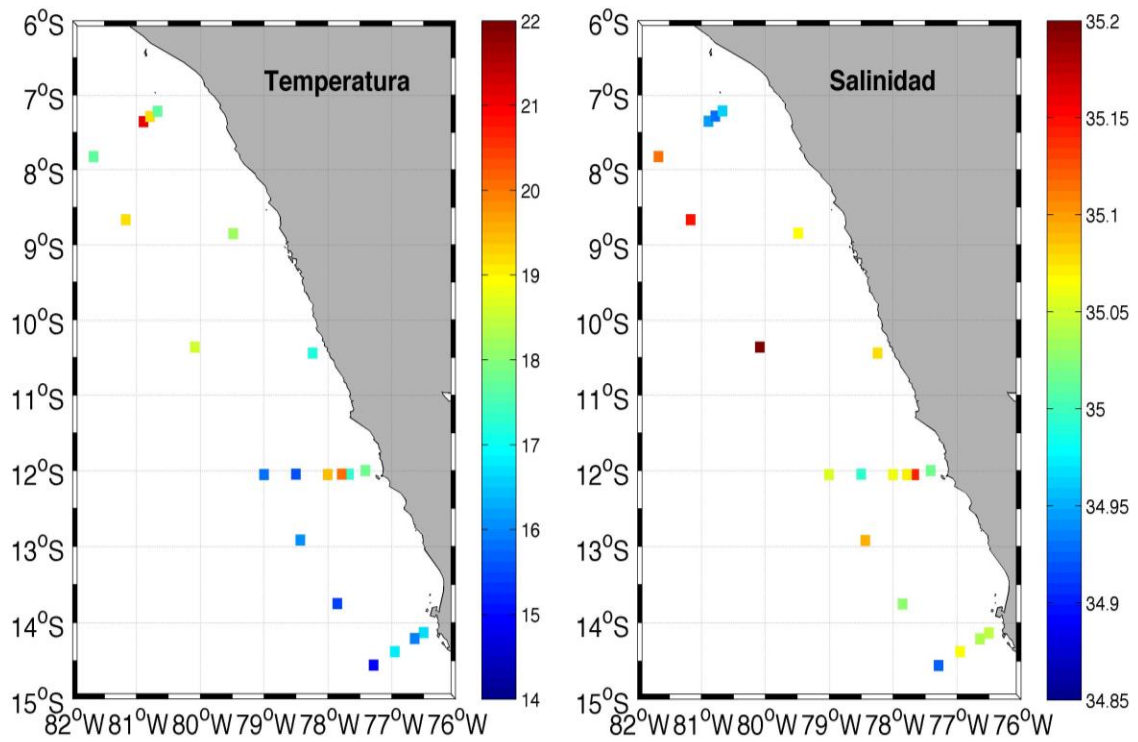
***A16. Perfiles verticales de luz incidente (%) para las estaciones de muestreo(19,20,21,22,23,24,25,26,27,28,29,30,31,32,34,35 y 36) del proyecto AMOP. Enero - Febrero 2014. (Las escalas de los ejes están ajustadas para cada estación).***



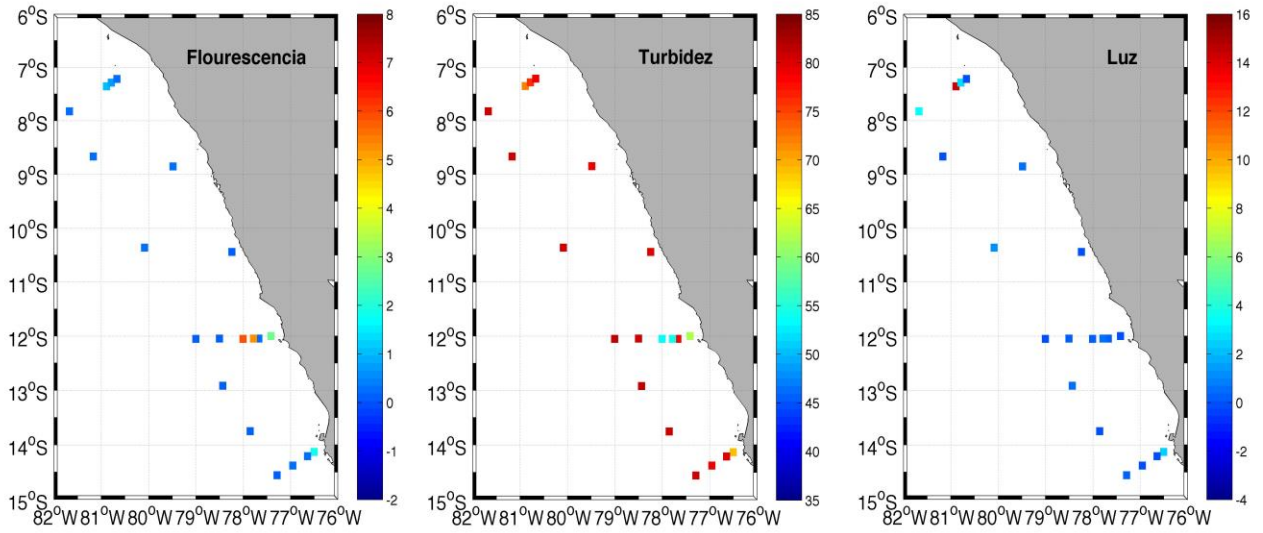
***A17. Perfiles verticales de la extensión de la capa eufótica y luz incidente (%) para las estaciones (1,2,3,4,5,7,8,10 y 11) de muestreo del proyecto AMOP. Enero - Febrero 2014. (Las escalas de los ejes están ajustadas para cada estación).***



***A18. Perfiles verticales de la extensión de la capa eufótica y luz incidente (%) para las estaciones (13,14,15,16,17,,18,19,20,21,22,23,24, 25,26 ,28,30,32 y 36) de muestreo del proyecto AMOP. Enero - Febrero 2014. (Las escalas de los ejes están ajustadas para cada estación).***



*A19. Distribución horizontal de: (a) Temperatura máxima (°C), (b) Salinidad máxima.*



**A20. Distribución horizontal de: (a) Fluorescencia máxima ( $\text{mg}\cdot\text{m}^{-3}$ ), (b) Turbidez máxima (%), (c) Luz incidente máxima (%)**



<i>Eucampia zoodiacus</i>	80	80	80	0	0	0	0	0	0
<i>Fragillariopsis doliolus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Grammatophora marina</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Guinardia delicatula</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Guinardia flaccida</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Guinardia striata</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Gyrosigma</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Haslea</i> sp.	0	0	0	0	80	0	0	0	0
<i>Hemiaulus sinensis</i>	320	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Lauderia annulata</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Leptocylindrus danicus</i>	0	0	0	0	2240	4000	80	0	240
<i>Leptocylindrus mediterraneus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Licmophora abbreviata</i>	80	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Lioloma delicatulum</i>	0	0	0	200	0	0	0	0	0
<i>Lioloma pacificum</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Lithodesmium undulatum</i>	0	40	40	280	0	0	0	0	0
<i>Melosira</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Odontella aurita</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Planktoniella sol</i>	40	0	0	40	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia</i> sp.	16560	7120	11200	8280	0	320	360	160	360
<i>Pennatae</i> sp.2	0	1600	1360	2680	0	0	0	0	0
<i>Pleurosigma</i> sp.	560	240	120	320	0	0	40	0	120
<i>Proboscia alata</i> f. <i>gracillima</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Proboscia alata</i> f. <i>indica</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pseudosolenia calcar-avis</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pseudo-nitzschia</i> grupo <i>delicatissima</i>	0	0	0	0	80	0	0	0	0
<i>Pseudo-nitzschia pungens</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pseudo-nitzschia</i> grupo <i>seriata</i>	0	0	0	120	0	0	0	0	80
<i>Rhizosolenia chunii</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Rhizosolenia robusta</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Rhizosolenia setigera</i>	0	0	0	0	0	0	0	40	0
<i>Rhizosolenia</i> sp.	0	0	0	0	0	120	0	0	0
<i>Skeletonema costatum</i>	2160	3640	4120	5280	0	2880	240	320	600
<i>Thalassionema frauenfeldii</i>	1200	880	720	2400	0	0	0	0	160
<i>Thalassionema nitzschioides</i>	400	360	0	80	960	80	80	160	40
<i>Thalassiosira angulata</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Thalassiosira anguste-lineata</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Thalassiosira mendiolana</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Thalassiosira c.f. partheneia</i>	5040	5480	3200	4200	0	0	0	0	280



<i>Protoperidinium obtusum</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Protoperidinium pellucidum</i>	0	0	0	0	0	0	40	0	0
<i>Protoperidinium tuba</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Protoperidinium sp.</i>	0	0	0	0	0	0	0	120	40
<i>Pyrocystis elegans</i>	0	120	40	0	0	0	0	0	0
<i>Pyrophacus horologicum</i>	0	0	40	0	0	80	0	0	0
<i>Scrippsiella sp.</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Scrippsiella trochoidea</i>	0	0	0	0	80	800	0	0	0
Dinoflagelado (N.D.)	0	0	0	1040	0	480	0	0	240
Dinoflagelado 2 (N.D.)	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Dictyocha fibula</i>	880	200	320	440	400	160	40	120	120
<i>Octactis octonaria</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Eutreptiella gymnastica</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Flagelado N.D.	0	0	0	0	0	0	0	0	0

ESTACION	3				4			
PROFUNDIDAD	4	14	31	52	5	13	30	49
<i>Actinocyclus sp.</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Amphiprora sp.</i>	120	640	40	0	4200	4000	80	40
<i>Amphora sp.</i>	560	2720	40	80	1440	1440	120	0
<i>Asteromphalus heptactis</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Asterionellopsis glacialis</i>	0	12640	0	0	1360	1400	160	0
<i>Bacteriastrium delicatulum</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
Centrales	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cerataulina pelagica</i>	80	160	40	0	0	0	40	0
<i>Chaetoceros affinis</i>	280	3760	0	0	0	0	0	0
<i>Chaetoceros atlanticus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Chaetoceros compressus</i>	0	1680	0	0	1240	4080	0	0
<i>Chaetoceros concavicornis</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Chaetoceros constrictus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Chaetoceros costatus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Chaetoceros danicus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Chaetoceros debilis</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Chaetoceros didymus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Chaetoceros lauderi</i>	360	1680	0	0	0	0	0	0
<i>Chaetoceros lorenzianus</i>	0	0	0	0	280	680	0	0
<i>Chaetoceros radicans</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Chaetoceros rostratus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Chaetoceros socialis</i>	0	1120	0	0	0	0	0	0

<i>Chaetoceros</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Coscinodiscus centralis</i>	0	0	0	0		0	0	80
<i>Coscinodiscus concinnus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Coscinodiscus granii</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Coscinodiscus perforatus</i>	40	0	80	0	40	0	80	40
<i>Coscinodiscus radiatus</i>	0	320	40	0	40	160	80	320
<i>Cylindroteca closterium</i>	7920	9680	40	120	40560	2360	0	0
<i>Dactyliosolen fragilissimus</i>	7160	14080	0	0	5200	2000	0	0
<i>Detonula pumila</i>	0	0	0	0	0	0	360	0
<i>Ditylum brightwellii</i>	40	0	0	0	240	0	0	0
<i>Entomoneis alata</i> v. <i>alata</i>	5000	8880	40	0	17800	7000	0	80
<i>Eucampia cornuta</i>	0	0	0	0	120	0	0	0
<i>Eucampia zoodiacus</i>	2880	1760	0	0	4240	480	0	0
<i>Fragillariopsis doliolus</i>	560	1280	0	0	240	400	0	0
<i>Grammatophora marina</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Guinardia delicatula</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Guinardia flaccida</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Guinardia striata</i>	160	480	80	0	2640	1120	0	0
<i>Gyrosigma</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Haslea</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Hemiaulus sinensis</i>	240	2960	0	40	960	1040	0	0
<i>Lauderia annulata</i>	0	720	0	0	360	640	0	0
<i>Leptocylindrus danicus</i>	1240	3760	0	0	6800	3920	80	0
<i>Leptocylindrus mediterraneus</i>	0	0	0	280	0	0	240	0
<i>Licmophora abbreviata</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Lioloma delicatulum</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Lioloma pacificum</i>	0	0	0	40	0	0	0	0
<i>Lithodesmium undulatum</i>	160	0	0	0	600	40	0	0
<i>Melosira</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Odontella aurita</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Planktoniella sol</i>	0	80	0	0	200	160	40	0
<i>Nitzschia</i> sp.	0	80	280	120	840	960	640	80
<i>Pennatae</i> sp.2	0	720	0	0	0	0	0	0
<i>Pleurosigma</i> sp.	40	320	40	0	0	4640	40	0
<i>Proboscia alata</i> f. <i>gracillima</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Proboscia alata</i> f. <i>indica</i>	40	80	0	0	0	40	0	0
<i>Pseudosolenia calcar-avis</i>	40	80	0	0	0	40	0	0
<i>Pseudo-nitzschia</i> grupo <i>delicatissima</i>	0	0	80	0	0	0	0	0
<i>Pseudo-nitzschia pungens</i>	160	1040	0	0	0	0	0	0

<i>Pseudo-nitzschia grupo seriata</i>	0	0	120	0	0	0	0	0
<i>Rhizosolenia chunii</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Rhizosolenia robusta</i>	0	80	0	0	120	0	0	0
<i>Rhizosolenia setigera</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Rhizosolenia sp.</i>	0	0	0	0	0	0	40	0
<i>Skeletonema costatum</i>	0	1280	360	360	1360	2000	0	0
<i>Thalassionema frauenfeldii</i>	0	0	0	0	0	480	0	0
<i>Thalassionema nitzschioides</i>	24120	64800	2800	1720	145760	5000	120	160
<i>Thalassiosira angulata</i>	240	560	0	0	0	200	0	0
<i>Thalassiosira anguste-lineata</i>	0	0	0	0	1080	1040	0	0
<i>Thalassiosira mendiolana</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Thalassiosira c.f. partheneia</i>	0	1520	240	80	370080	509160	4640	0
<i>Thalassiosira rotula</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Thalassiosira subtilis</i>	3240	9920	40	0	120	2040	160	0
<i>Thalassiosira sp.</i>	80	640	0	0	120	0	160	200
<i>Akashiwo sanguinea</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Alexandrium sp.</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Ceratium azoricum</i>	0	80	0	0	40	120	0	0
<i>Ceratium buceros</i>	0	0	0	120	80	0	40	0
<i>Ceratium dens</i>	40	240	0	0	40	0	0	0
<i>Ceratium furca</i>	200	1520	2040	0	40	360	0	0
<i>Ceratium fusus var. fusus</i>	40	880	0	0	0	40	0	0
<i>Ceratium fusus var. Seta</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Ceratium pentagonum</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Ceratium tripos</i>	0	0	0	0	40	0	0	0
<i>Dinophysis acuminata</i>	0	0	0	0	0	40	0	0
<i>Dinophysis caudata</i>	440	560	200	0	0	80	0	0
<i>Diplopelta asymmetrica</i>	0	0	0	0	40	40	0	0
<i>Diplopeltopsis minor</i>	0	0	0	0	0	40	0	0
<i>Gonyaulax polygramma</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Gyrodinium sp.</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Gymnodinium sp.</i>	0	0	3440	1440	360	120	840	40
<i>Oxyphysis oxytoxoides</i>	240	7600	0	0	360	920	0	0
<i>Oxytoxum sp</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Phalacroma c.f. rotundata</i>	40	160	0	0	0	0	0	0
<i>Podolampas spinifera</i>	40	80	0	0	0	0	0	0
<i>Prorocentrum gracile</i>	80040	1760	200	80	157640	143280	200	440
<i>Prorocentrum lima</i>	0	160	0	0	0	0	0	0
<i>Prorocentrum micans</i>	29320	60320	1040	0	360	80	0	0
<i>Prorocentrum minimum</i>	15800	480	200	120	0	400	160	280

<i>Procoentrum sp.</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Protopteridinium conicum</i>	0	0	0	0	40	0	0	0	0
<i>Protopteridinium crassipes</i>	0	80	0	0	0	0	0	0	0
<i>Protopteridinium depressum</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Protopteridinium excentricum</i>	0	160	0	40	40	0	0	0	0
<i>Protopteridinium globulus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Protopteridinium granii</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Protopteridinium leonis</i>	0	0	0	0	0	40	0	0	0
<i>Protopteridinium longispinum</i>	280	1600	80	0	120	120	0	0	0
<i>Protopteridinium mendiolae</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Protopteridinium minutum</i>	0	0	0	0	0	40	0	0	0
<i>Protopteridinium oblongum</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Protopteridinium obtusum</i>	0	0	0	40	0	0	0	0	0
<i>Protopteridinium pellucidum</i>	240	400	40	40	40	40	40	40	0
<i>Protopteridinium tuba</i>	0	80	0	0	0	0	0	0	0
<i>Protopteridinium sp.</i>	80	160	40	80	0	0	40	0	0
<i>Pyrocystis elegans</i>	40	320	0	0	40	40	0	0	0
<i>Pyrophacus horologicum</i>	0	0	0	0	0	40	0	0	0
<i>Scrippsiella sp.</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Scrippsiella trochoidea</i>	114760	782880	640	760	4200	4400	0	40	0
Dinoflagelado (N.D.)	0	0	1000	520	0	0	200	0	0
Dinoflagelado 2 (N.D.)	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Dictyocha fibula</i>	5000	9120	560	120	9400	4280	40	0	0
<i>Octactis octonaria</i>	40	80	0	0	0	0	0	0	0
<i>Eutreptiella gymnastica</i>	0	0	40	40	17400	4400	0	0	0
Flagelado N.D.	0	0	1040	440	0	0	240	0	0

ESTACION	5					8				
	4	11	21	31	52	5	10	20	40	50
PROFUNDIDAD	4	11	21	31	52	5	10	20	40	50
<i>Actinocyclus sp.</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	160
<i>Amphiprora sp.</i>	160	240	200	320	40	0	40	0	0	0
<i>Amphora sp.</i>	280	640	640	120	40	0	0	40	0	80
<i>Asteromphalus heptactis</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Asterionellopsis glacialis</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Bacteriastrium delicatulum</i>	0	0	0	320	560	0	0	0	0	160
Centrales	0	0	0	0	0	0	0	0	320	200
<i>Cerataulina pelagica</i>	0	480	80	40	40	0	0	0	0	0
<i>Chaetoceros affinis</i>	0	0	400	0	0	0	0	0	0	0
<i>Chaetoceros atlanticus</i>	0	0	0	0	0	0	120	120	0	0
<i>Chaetoceros compressus</i>	0	0	240	0	0	0	0	0	0	0

<i>Chaetoceros concavicornis</i>	0	0	0	0	0	0	80	0	0	0
<i>Chaetoceros constrictus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Chaetoceros costatus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Chaetoceros danicus</i>	40	0	0	0	0	40	0	0	0	0
<i>Chaetoceros debilis</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Chaetoceros didymus</i>	0	0	0	0	0	120	160	0	360	80
<i>Chaetoceros lauderi</i>	0	0	0	0	520	0	0	0	0	0
<i>Chaetoceros lorenzianus</i>	0	0	0	0	0	0	0	80	0	0
<i>Chaetoceros radicans</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Chaetoceros rostratus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Chaetoceros socialis</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Chaetoceros sp.</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Coscinodiscus centralis</i>	0	0	0	0	40	0	0	0	40	0
<i>Coscinodiscus concinnus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Coscinodiscus granii</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Coscinodiscus perforatus</i>	160	0	0	0	120	0	0	0	0	0
<i>Coscinodiscus radiatus</i>	120	0	400	40	200	0	0	0	0	0
<i>Cylindroteca closterium</i>	280	5000	80	80	0	4480	520	1040	120	200
<i>Dactyliosolen fragilissimus</i>	25520	0	40	0	560	0	0	0	560	0
<i>Detonula pumila</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Ditylum brightwellii</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Entomoneis alata v. alata</i>	80	0	0	120	0	0	0	0	0	0
<i>Eucampia cornuta</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Eucampia zoodiacus</i>	120	120	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Fragillariopsis doliolus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Grammatophora marina</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Guinardia delicatula</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Guinardia flaccida</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Guinardia striata</i>	920	800	0	0	80	0	0	0	0	0
<i>Gyrosigma sp.</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Haslea sp.</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Hemiaulus sinensis</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Lauderia annulata</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Leptocylindrus danicus</i>	2680	2080	1680	40	40	0	0	0	120	80
<i>Leptocylindrus mediterraneus</i>	0	0	0	0	120	0	0	0	0	200
<i>Licmophora abbreviata</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Lioloma delicatulum</i>	0	0	0	0	0	0	480	560	0	0
<i>Lioloma pacificum</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Lithodesmium undulatum</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Melosira sp.</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Odontella aurita</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Planktoniella sol</i>	40	80	0	0	0	0	0	0	40	0
<i>Nitzschia sp.</i>	80	0	80	0	0	320	200	1160	80	40
<i>Pennatae sp.2</i>	0	0	0	0	0	0	0	1280	80	40





<i>Chaetoceros compressus</i>	0	0	1440	0	0	0	0	0
<i>Chaetoceros concavicornis</i>	240	0	400	0	40	0	40	0
<i>Chaetoceros constrictus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Chaetoceros costatus</i>	0	0	0	120	0	0	0	0
<i>Chaetoceros danicus</i>	40	360	160	0	160	1120	0	0
<i>Chaetoceros debilis</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Chaetoceros didymus</i>	0	0	160	240	400	440	120	0
<i>Chaetoceros lauderi</i>	160	0	1200	120	0	0	0	0
<i>Chaetoceros lorenzianus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Chaetoceros radicans</i>	80	0	0	0	120	200	0	0
<i>Chaetoceros rostratus</i>	0	0	800	0	0	0	0	0
<i>Chaetoceros socialis</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Chaetoceros sp.</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Coscinodiscus centralis</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Coscinodiscus concinnus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Coscinodiscus granii</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Coscinodiscus perforatus</i>	40	0	0	0	0	0	0	0
<i>Coscinodiscus radiatus</i>	40	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cylindrostea closterium</i>	8240	26000	640	200	440	1560	360	0
<i>Dactyliosolen fragilissimus</i>	0	0	160	0	7080	9720	4480	40
<i>Detonula pumila</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Ditylum brightwellii</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Entomoneis alata v. alata</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Eucampia cornuta</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Eucampia zoodiacus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Fragillariopsis doliolus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Grammatophora marina</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Guinardia delicatula</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Guinardia flaccida</i>	0	0	0	40	0	1720	0	0
<i>Guinardia striata</i>	0	0	400	0	0	120	0	0
<i>Gyrosigma sp.</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Haslea sp.</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Hemiaulus sinensis</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Lauderia annulata</i>	0	0	0	0	200	0	0	0
<i>Leptocylindrus danicus</i>	0	400	0	0	0	80	0	0
<i>Leptocylindrus mediterraneus</i>	0	0	0	0	0	160	80	240
<i>Licmophora abbreviata</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Lioloma delicatulum</i>	6440	33440	4000	0	0	0	80	0
<i>Lioloma pacificum</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Lithodesmium undulatum</i>	0	0	0	0	0	0	0	0

<i>Melosira sp.</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Odontella aurita</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Planktoniella sol</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia sp.</i>	14400	0	1440	1520	960	1840	1120	120
<i>Pennatae sp.2</i>	40	0	0	160	440	0	320	40
<i>Pleurosigma sp.</i>	40	320	320	0	0	0	0	0
<i>Proboscia alata f. gracillima</i>	0	0	0	0	680	0	0	0
<i>Proboscia alata f. indica</i>	0	0	640	160	4680	5360	0	0
<i>Pseudosolenia calcar-avis</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pseudo-nitzschia grupo delicatissima</i>	7240	3880	2480	0	0	0	1320	0
<i>Pseudo-nitzschia pungens</i>	19200	59160	3040	0	0	0	0	0
<i>Pseudo-nitzschia grupo seriata</i>	7200	22240	7440	80	0	0	200	0
<i>Rhizosolenia chunii</i>	0	0	1280	80	160	120	360	0
<i>Rhizosolenia robusta</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Rhizosolenia setigera</i>	8920	3240	1200	0	80	40	240	0
<i>Rhizosolenia sp.</i>	40	0	80	0	0	120	80	0
<i>Skeletonema costatum</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Thalassionema frauenfeldii</i>	0	640	11200	0	0	0	80	0
<i>Thalassionema nitzschioides</i>	0	0	0	40	280	0	0	0
<i>Thalassiosira angulata</i>	80	0	0	0	0	0	0	0
<i>Thalassiosira anguste-lineata</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Thalassiosira mendiolana</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Thalassiosira c.f. partheneia</i>	80	1840	8560	103240	17440	163840	400	0
<i>Thalassiosira rotula</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Thalassiosira subtilis</i>	0	80	40	0	240	40	0	0
<i>Thalassiosira sp.</i>	40	120	0	2520	0	2600	160	200
<i>Akashiwo sanguinea</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Alexandrium sp.</i>	0	0	0	0	0	200	0	0
<i>Ceratium azoricum</i>	0	0	0	0	40	0	0	0
<i>Ceratium buceros</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Ceratium dens</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Ceratium furca</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Ceratium fusus var. fusus</i>	0	40	0	0	0	0	0	0
<i>Ceratium fusus var. Seta</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Ceratium pentagonum</i>	0	0	0	0	40	0	0	0
<i>Ceratium tripos</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Dinophysis acuminata</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Dinophysis caudata</i>	0	0	0	0	0	80	0	0
<i>Diplopelta assymetrica</i>	0	0	0	0	0	0	0	0

<i>Diplopeltopsis minor</i>	0	40	160	0	0	0	0	0
<i>Gonyaulax polygramma</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Gyrodinium sp.</i>	0	80	0	320	0	0	0	0
<i>Gymnodinium sp.</i>	120	280	480	0	2040	2240	760	200
<i>Oxyphysis oxytoxoides</i>	0	0	0	0	0	40	0	0
<i>Oxytoxum sp</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Phalacroma c.f. rotundata</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Podolampas spinifera</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Prorocentrum gracile</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Prorocentrum lima</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Prorocentrum micans</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Prorocentrum minimum</i>	40	40	0	0	0	0	40	160
<i>Prorocentrum sp.</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Protoperidinium conicum</i>	0	0	0	40	0	0	0	0
<i>Protoperidinium crassipes</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Protoperidinium depressum</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Protoperidinium excentricum</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Protoperidinium globulus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Protoperidinium granii</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Protoperidinium leonis</i>	0	0	0	0	0	40	0	0
<i>Protoperidinium longispinum</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Protoperidinium mendiolae</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Protoperidinium minutum</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Protoperidinium oblongum</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Protoperidinium obtusum</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Protoperidinium pellucidum</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Protoperidinium tuba</i>	0	40	0	0	80	0	0	0
<i>Protoperidinium sp.</i>	0	40	80	0	0	0	40	0
<i>Pyrocystis elegans</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pyrophacus horologicum</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Scrippsiella sp.</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Scrippsiella trochoidea</i>	80	0	0	0	720	40	0	0
Dinoflagelado (N.D.)	0	80	80	0	0	160	120	40
Dinoflagelado 2 (N.D.)	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Dictyocha fibula</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Octactis octonaria</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Eutreptiella gymnastica</i>	0	40	0	0	680	80	40	0
Flagelado N.D.	0	0	0	0	0	0	0	0



<i>Grammatophora marina</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Guinardia delicatula</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Guinardia flaccida</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Guinardia striata</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Gyrosigma</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Haslea</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Hemiaulus sinensis</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Lauderia annulata</i>	0	0	0	0	480	0	0	0	0
<i>Leptocylindrus danicus</i>	960	0	0	0	2320	0	0	0	0
<i>Leptocylindrus mediterraneus</i>	0	0	0	120	0	0	0	0	0
<i>Licmophora abbreviata</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Lioloma delicatum</i>	0	0	40	0	0	0	0	0	0
<i>Lioloma pacificum</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Lithodesmium undulatum</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	40
<i>Melosira</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Odontella aurita</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Planktoniella sol</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia</i> sp.	2720	6840	2760	800	240	1640	680	480	1040
<i>Pennatae</i> sp.2	0	0	160	360	0	0	0	0	0
<i>Pleurosigma</i> sp.	0	0	120	40	0	0	0	0	40
<i>Proboscia alata</i> f. <i>gracillima</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Proboscia alata</i> f. <i>indica</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pseudosolenia calcar-avis</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pseudo-nitzschia</i> grupo <i>delicatissima</i>	0	320	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pseudo-nitzschia pungens</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pseudo-nitzschia</i> grupo <i>seriata</i>	1000	0	0	160	0	0	0	0	0
<i>Rhizosolenia chunii</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Rhizosolenia robusta</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Rhizosolenia setigera</i>	0	0	40	0	520	0	0	0	0
<i>Rhizosolenia</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Skeletonema costatum</i>	0	0	80	0	2200	0	0	400	0
<i>Thalassionema frauenfeldii</i>	0	0	0	0	40	0	0	0	0
<i>Thalassionema nitzschioides</i>	160	0	80	0	0	440	160	0	0
<i>Thalassiosira angulata</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Thalassiosira anguste-lineata</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Thalassiosira mendiolana</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Thalassiosira</i> c.f. <i>partheneia</i>	1360	2320	640	240	0	1760	400	160	720
<i>Thalassiosira rotula</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Thalassiosira subtilis</i>	160	0	160	120	0	520	80	0	0











<i>Chaetoceros constrictus</i>	0	0	0	0	4880	0	0	320
<i>Chaetoceros costatus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Chaetoceros danicus</i>	0	0	0	0	0	80	0	40
<i>Chaetoceros debilis</i>	0	0	0	0	1280	0	0	0
<i>Chaetoceros didymus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Chaetoceros lauderi</i>	0	4480	840	0	0	640	0	80
<i>Chaetoceros lorenzianus</i>	640	0	0	0	2000	640	0	80
<i>Chaetoceros radicans</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Chaetoceros rostratus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Chaetoceros socialis</i>	0	0	0	0	2080	0	0	0
<i>Chaetoceros sp.</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Coscinodiscus centralis</i>	40	80	40	0	0	0	0	0
<i>Coscinodiscus concinnus</i>	0	240	0	0	0	0	0	0
<i>Coscinodiscus granii</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Coscinodiscus perforatus</i>	120	0	120	0	0	0	0	200
<i>Coscinodiscus radiatus</i>	120	400	0	0	160	0	160	0
<i>Cylindroteca closterium</i>	2320	400	0	40	175040	16480	160	320
<i>Dactyliosolen fragilissimus</i>	1320	720	840	0	22800	6080	0	640
<i>Detonula pumila</i>	0	0	0	0	480	0	0	0
<i>Ditylum brightwellii</i>	0	0	0	0	0	80	80	40
<i>Entomoneis alata v. alata</i>	80	80	40	0	480	1120	160	680
<i>Eucampia cornuta</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Eucampia zoodiacus</i>	0	160	0	0	0	0	0	0
<i>Fragillariopsis doliolus</i>	0	0	480	0	0	1760	560	0
<i>Grammatophora marina</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Guinardia delicatula</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Guinardia flaccida</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Guinardia striata</i>	3720	2160	40	0	320	0	0	0
<i>Gyrosigma sp.</i>	0	0	0	0	80	0	0	0
<i>Haslea sp.</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Hemiaulus sinensis</i>	80	0	0	0	0	400	0	0
<i>Lauderia annulata</i>	840	0	0	0	0	0	0	0
<i>Leptocylindrus danicus</i>	880	0	0	0	8080	880	240	0
<i>Leptocylindrus mediterraneus</i>	0	0	0	80	0	0	0	0
<i>Licmophora abbreviata</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Lioloma delicatulum</i>	0	0	0	40	80	0	160	0
<i>Lioloma pacificum</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Lithodesmium undulatum</i>	360	0	0	0	0	320	0	240
<i>Melosira sp.</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Odontella aurita</i>	0	0	40	0	0	0	0	0

<i>Planktoniella sol</i>	40	480	0	0	0	0	0	40
<i>Nitzschia sp.</i>	1880	3680	800	40	3920	5040	1120	2320
<i>Pennatae sp.2</i>	120	0	120	0	240	480	0	0
<i>Pleurosigma sp.</i>	80	240	120	0	400	880	80	480
<i>Proboscia alata f. gracillima</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Proboscia alata f. indica</i>	240	80	0	0	0	0	80	0
<i>Pseudosolenia calcar-avis</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pseudo-nitzschia grupo delicatissima</i>	0	0	0	120	0	0	0	0
<i>Pseudo-nitzschia pungens</i>	0	0	0	0	0	0	320	0
<i>Pseudo-nitzschia grupo seriata</i>	0	0	0	0	320	0	0	0
<i>Rhizosolenia chunii</i>	560	80	0	0	0	0	0	0
<i>Rhizosolenia robusta</i>	40	0	0	0	0	40	0	40
<i>Rhizosolenia setigera</i>	0	0	0	0	1280	0	80	0
<i>Rhizosolenia sp.</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Skeletonema costatum</i>	760	0	0	0	225520	78760	22960	6960
<i>Thalassionema frauenfeldii</i>	0	0	0	0	0	160	0	0
<i>Thalassionema nitzschioides</i>	4960	6480	600	0	1040	1440	1120	720
<i>Thalassiosira angulata</i>	0	160	240	0	320	480	0	0
<i>Thalassiosira anguste-lineata</i>	360	0	0	0	0	0	0	0
<i>Thalassiosira mendiolana</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Thalassiosira c.f. partheneia</i>	581600	1280800	120680	0	685680	731480	320	480
<i>Thalassiosira rotula</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Thalassiosira subtilis</i>	5240	16480	840	0	880	2240	0	0
<i>Thalassiosira sp.</i>	0	0	0	360	0	0	0	560
<i>Akashiwo sanguinea</i>	0	0	0	0	0	80	0	0
<i>Alexandrium sp.</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Ceratium azoricum</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Ceratium buceros</i>	0	0	0	0	80	80	0	0
<i>Ceratium dens</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Ceratium furca</i>	0	0	0	0	240	0	0	0
<i>Ceratium fusus var. fusus</i>	40	80	0	0	320	3760	0	0
<i>Ceratium fusus var. Seta</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Ceratium pentagonum</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Ceratium tripos</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Dinophysis acuminata</i>	0	0	80	0	80	80	0	0
<i>Dinophysis caudata</i>	160	0	120	0	320	800	0	0
<i>Diplopelta asymmetrica</i>	40	0	0	0	0	160	0	0
<i>Diplopetopsis minor</i>	40	80	0	0	160	80	0	0
<i>Gonyaulax polygramma</i>	0	0	0	0	0	0	0	0

<i>Gyrodinium sp.</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Gymnodinium sp.</i>	0	80	240	40	8480	1360	240	2480
<i>Oxyphysis oxytoxoides</i>	0	40	0	0	800	480	0	0
<i>Oxytoxum sp</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Phalacroma c.f. rotundata</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Podolampas spinifera</i>	0	0	0	0	0	80	0	0
<i>Prorocentrum gracile</i>	80	80	0	0	5280	320	0	160
<i>Prorocentrum lima</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Prorocentrum micans</i>	1960	2480	2240	40	5680	480	0	0
<i>Prorocentrum minimum</i>	0	0	80	0	3200	80	320	0
<i>Prorocentrum sp.</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Protoperidinium conicum</i>	0	0	0	0	80	40	0	0
<i>Protoperidinium crassipes</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Protoperidinium depressum</i>	0	40	80	0	0	40	0	0
<i>Protoperidinium excentricum</i>	40	0	0	0	0	160	0	0
<i>Protoperidinium globulus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Protoperidinium granii</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Protoperidinium leonis</i>	0	0	0	0	80	40	0	0
<i>Protoperidinium longispinum</i>	160	160	0	0	640	400	0	0
<i>Protoperidinium mendiolae</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Protoperidinium minutum</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Protoperidinium oblongum</i>	0	0	0	0	0	160	0	0
<i>Protoperidinium obtusum</i>	0	0	0	0	80	0	0	0
<i>Protoperidinium pellucidum</i>	240	0	0	0	1680	40	0	0
<i>Protoperidinium tuba</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Protoperidinium sp.</i>	0	0	80	0	0	0	0	0
<i>Pyrocystis elegans</i>	0	0	0	0	0	80	0	0
<i>Pyrophacus horologicum</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Scrippsiella sp.</i>	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Scrippsiella trochoidea</i>	640	5200	800	0	240	1840	0	0
Dinoflagelado (N.D.)	0	0	40	80	80	80	0	0
Dinoflagelado 2 (N.D.)	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Dictyocha fibula</i>	3360	8080	1440	40	4080	0	320	1400
<i>Octactis octonaria</i>	560	160	80	0	0	0	0	0
<i>Eutreptiella gymnastica</i>	520	2480	0	0	0	160	0	80
Flagelado N.D.	0	0	0	0	480	0	0	0

ESTACION	25					26				
PROFUNDIDAD	0	10	20	31	50	4	10	21	30	47

<i>Actinocyclus</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Amphiprora</i> sp.	80	1600	1600	240	0	640	40	0	0	0
<i>Amphora</i> sp.	0	240	160	400	0	0	440	160	0	0
<i>Asteromphalus heptactis</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Asterionellopsis glacialis</i>	5200	59200	46000	24400	0	63040	113040	14240	840	320
<i>Bacteriastrium delicatulum</i>	0	2400	1280	5680	0	11520	1600	440	0	0
<i>Centrales</i>	0	0	0	0	80		0	0	0	0
<i>Cerataulina pelagica</i>	0	320	0	720	0	80	0	80	0	80
<i>Chaetoceros affinis</i>	3680	2960	0	7120	240	9920	5000	1080	0	520
<i>Chaetoceros atlanticus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Chaetoceros compressus</i>	99120	65600	338720	80320	0	190960	353920	75000	240	0
<i>Chaetoceros concavicornis</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Chaetoceros constrictus</i>	2800	0	0	0	0	720	1240	840	0	320
<i>Chaetoceros costatus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Chaetoceros danicus</i>	1920	4800	1520	880	0	1760	3840	560	0	0
<i>Chaetoceros debilis</i>	89920	172480	124320	161280	0	76000	145400	74360	0	0
<i>Chaetoceros didymus</i>	5120	8800	16400	5280	0	9120	0	10240	0	0
<i>Chaetoceros lauderi</i>	0	400	0	2720	0	1360	1840	0	0	120
<i>Chaetoceros lorenzianus</i>	0	9120	4320	5440	80	13600	3040	1880	160	240
<i>Chaetoceros radicans</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Chaetoceros rostratus</i>	0	0	0	80	0	240	1040	0	0	0
<i>Chaetoceros socialis</i>	0	148320	0	164320	0	0	301480	0	240	0
<i>Chaetoceros</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	80	0
<i>Coscinodiscus centralis</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Coscinodiscus concinnus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Coscinodiscus granii</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	120	0
<i>Coscinodiscus perforatus</i>	0	0	0	320	0	80	80	120	40	40
<i>Coscinodiscus radiatus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cylindroteca closterium</i>	4080	5040	3600	1120	40	2320	3840	1400	80	0
<i>Dactyliosolen fragilissimus</i>	2800	8800	240	0	0	1040	2480	1440	0	0
<i>Detonula pumila</i>	320	5440	2880	720	0	1760	0	0	0	0
<i>Ditylum brightwellii</i>	0	560	240	0	0	480	1040	360	0	0
<i>Entomoneis alata</i> v. <i>alata</i>	1920	1520	1120	2240	0	1120	2240	1040	40	80
<i>Eucampia cornuta</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Eucampia zodiacus</i>	1680	3600	2320	2080	0	2080	1240	80	0	200
<i>Fragillariopsis doliolus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Grammatophora marina</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Guinardia delicatula</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Guinardia flaccida</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Guinardia striata</i>	480	0	0	0	0	640	0	0	0	0

<i>Gyrosigma</i> sp.	880	240	320	240	40	320	600	240	0	0
<i>Haslea</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Hemiaulus sinensis</i>	0	640	2800	2480	0	880	840	1600	0	0
<i>Lauderia annulata</i>	0	0	0	880	0	1200	840	360	0	0
<i>Leptocylindrus danicus</i>	11680	0	22000	11680	0	26880	21200	9800	0	40
<i>Leptocylindrus mediterraneus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Licmophora abbreviata</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Lioloma delicatulum</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Lioloma pacificum</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Lithodesmium undulatum</i>	2000	1840	1680	1200	0	1680	1520	40	0	0
<i>Melosira</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Odontella aurita</i>	0	0	0	80	0	0	0	0	0	0
<i>Planktoniella sol</i>	0	0	0	0	0	0	0	40	0	0
<i>Nitzschia</i> sp.	7200	3200	6800	5040	0	5680	1560	640	160	40
<i>Pennatae</i> sp.2	640	0	0	0	0	80	0	0	0	0
<i>Pleurosigma</i> sp.	240	880	320	320	0	160	240	0	0	40
<i>Proboscia alata</i> f. <i>gracillima</i>	0	0	0	0	0	0	0	40	0	0
<i>Proboscia alata</i> f. <i>indica</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pseudosolenia calcar-avis</i>	80	40	240	0	0	240	320	0	0	0
<i>Pseudo-nitzschia</i> grupo <i>delicatissima</i>	1280	0	560	3680	0	160	0	0	0	0
<i>Pseudo-nitzschia pungens</i>	0	0	960	0	0	1280	400	0	0	0
<i>Pseudo-nitzschia</i> grupo <i>seriata</i>	0	1600	0	0	0	0	800	0	0	0
<i>Rhizosolenia chunii</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Rhizosolenia robusta</i>	0	40	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Rhizosolenia setigera</i>	0	320	400	240	0	0	40	240	0	0
<i>Rhizosolenia</i> sp.	80	240	0	240	0	480	840	0	40	0
<i>Skeletonema costatum</i>	118320	389440	372320	215920	1360	177120	227600	95320	0	360
<i>Thalassionema frauenfeldii</i>	0	0	2160	0	0	560	160	0	0	0
<i>Thalassionema nitzschioides</i>	5200	5600	3200	5680	0	6800	5880	2480	0	0
<i>Thalassiosira angulata</i>	0	1120	240	0	0	0	80	0	0	0
<i>Thalassiosira anguste-lineata</i>	1680	0	0	640	0	0	0	0	0	0
<i>Thalassiosira mendiolana</i>	1440	4320	7120	8000	0	240	1400	200	0	0
<i>Thalassiosira</i> c.f. <i>partheneia</i>	4560	140480	256880	157600	0	6800	5840	1080	1440	2520
<i>Thalassiosira rotula</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Thalassiosira subtilis</i>	171200	28000	194560	0	0	50000	120960	31600	80	40
<i>Thalassiosira</i> sp.	0	8800	320	0	40	80	0	80	0	0
<i>Akashiwo sanguinea</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Alexandrium</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Ceratium azoricum</i>	0	240	0	0	0	40	0	0	40	0
<i>Ceratium buceros</i>	0	80	40	0	0	0	0	0	80	0



<i>Scrippsiella trochoidea</i>	480	640	40	0	0	560	200	1040	2880	120
Dinoflagelado (N.D.)	0	0	0	0	40	160	0	0	0	960
Dinoflagelado 2 (N.D.)	0	0	240	0	0	0	0	0	0	0
<i>Dictyocha fibula</i>	80	720	480	400	0	240	240	200	0	0
<i>Octactis octonaria</i>	560	80	240	80	0	240	240	440	240	0
<i>Eutreptiella gymnastica</i>	480	800	160	0	240	320	160	0	0	0
Flagelado N.D.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0

ESTACION	27					28			
	4	10	20	30	50	4	10	27	50
PROFUNDIDAD	4	10	20	30	50	4	10	27	50
<i>Actinocyclus sp.</i>	0	0	0	0	40	0	80	0	80
<i>Amphiprora sp.</i>	0	0	0	0	40	0	0	0	0
<i>Amphora sp.</i>	40	0	0	0	0	0	0	40	0
<i>Asteromphalus heptactis</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Asterionellopsis glacialis</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	200
<i>Bacteriastrium delicatulum</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Centrales	0	0	0	0	0	0	0	0	520
<i>Cerataulina pelagica</i>	0	0	40	0	0	0	0	0	0
<i>Chaetoceros affinis</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Chaetoceros atlanticus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Chaetoceros compressus</i>	0	120	0	0	0	0	0	0	0
<i>Chaetoceros concavicornis</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Chaetoceros constrictus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Chaetoceros costatus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Chaetoceros danicus</i>	0	120	0	0	0	0	0	0	0
<i>Chaetoceros debilis</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Chaetoceros didymus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Chaetoceros lauderi</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Chaetoceros lorenzianus</i>	0	0	40	0	0	0	0	0	0
<i>Chaetoceros radicans</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Chaetoceros rostratus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Chaetoceros socialis</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Chaetoceros sp.</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Coscinodiscus centralis</i>	0	0	0	0	0	120	0	0	0
<i>Coscinodiscus concinnus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Coscinodiscus granii</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Coscinodiscus perforatus</i>	0	0	40	0	0	120	120	480	80
<i>Coscinodiscus radiatus</i>	0	0	0	40	80	0	0	40	0
<i>Cylindroteca closterium</i>	520	120	240	40	0	0	280	160	0

<i>Dactylosolen fragilissimus</i>	1400	640	80	0	0	0	0	0	0
<i>Detonula pumila</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Ditylum brightwellii</i>	0	0	0	40	0	0	0	0	0
<i>Entomoneis alata v. alata</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	80
<i>Eucampia cornuta</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Eucampia zoodiacus</i>	1360	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Fragillariopsis doliolus</i>	0	0	0	0	0	0	0	200	0
<i>Grammatophora marina</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Guinardia delicatula</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Guinardia flaccida</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Guinardia striata</i>	440	120	0	0	0	0	0	0	0
<i>Gyrosigma sp.</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Haslea sp.</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Hemiaulus sinensis</i>	0	0	240	0	0	0	0	0	0
<i>Lauderia annulata</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Leptocylindrus danicus</i>	0	800	0	0	0	0	0	0	0
<i>Leptocylindrus mediterraneus</i>	8560	0	80	0	0	0	0	0	0
<i>Licmophora abbreviata</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Lioloma delicatulum</i>	680	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Lioloma pacificum</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Lithodesmium undulatum</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Melosira sp.</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Odontella aurita</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Planktoniella sol</i>	40	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia sp.</i>	40	0	520	320	120	40	120	440	80
<i>Pennatae sp.2</i>	0	0	0	0	0	0	40	640	240
<i>Pleurosigma sp.</i>	80	120	0	0	40	0	0	40	0
<i>Proboscia alata f. gracillima</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Proboscia alata f. indica</i>	240	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pseudosolenia calcar-avis</i>	1080	0	0	0	0	320	0	0	0
<i>Pseudo-nitzschia grupo delicatissima</i>	760	680	0	240	0	0	0	0	0
<i>Pseudo-nitzschia pungens</i>	80	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pseudo-nitzschia grupo seriata</i>	0	120	0	0	0	0	0	0	160
<i>Rhizosolenia chunii</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Rhizosolenia robusta</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Rhizosolenia setigera</i>	80	40	0	0	0	0	0	0	0
<i>Rhizosolenia sp.</i>	1040	280	0	0	0	0	0	0	0
<i>Skeletonema costatum</i>	1520	720	0	0	0	0	0	0	0
<i>Thalassionema frauenfeldii</i>	0	0	240	0	0	0	0	0	0





<i>Chaetoceros lauderi</i>	0	0	0	640	0	640	0	0	0	0
<i>Chaetoceros lorenzianus</i>	121920	36800	0	920	40	240	320	0	0	0
<i>Chaetoceros radicans</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Chaetoceros rostratus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Chaetoceros socialis</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Chaetoceros</i> sp.	0	0	0	120	0	0	0	0	0	0
<i>Coscinodiscus centralis</i>	0	0	0	0	0	40	0	0	0	0
<i>Coscinodiscus concinnus</i>	0	0	40	0	0	0	400	0	0	0
<i>Coscinodiscus granii</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Coscinodiscus perforatus</i>	0	240	280	40	0	200	1120	400	0	80
<i>Coscinodiscus radiatus</i>	0	0	0	40	0	120	0	0	0	0
<i>Cylindroteca closterium</i>	35680	118800	40	160	120	7120	5520	1840	240	40
<i>Dactyliosolen fragilissimus</i>	2080	20320	0	0	160	22400	1040	160	120	0
<i>Detonula pumila</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Ditylum brightwellii</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Entomoneis alata</i> v. <i>alata</i>	240	80	80	40	0	0	0	0	0	0
<i>Eucampia cornuta</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Eucampia zoodiacus</i>	560	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Fragillariopsis doliolus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Grammatophora marina</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Guinardia delicatula</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Guinardia flaccida</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Guinardia striata</i>	1120	240	0	0	0	0	160	0	0	0
<i>Gyrosigma</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Haslea</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Hemiaulus sinensis</i>	160	560	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Lauderia annulata</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Leptocylindrus danicus</i>	14080	8720	0	80	0	4440	5840	1680	160	0
<i>Leptocylindrus mediterraneus</i>	0	0	0	0	0	0	0	1280	0	0
<i>Licmophora abbreviata</i>	0	0	0	0	0	80	0	0	0	0
<i>Lioloma delicatulum</i>	0	0	0	0	0	80	0	0	40	0
<i>Lioloma pacificum</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Lithodesmium undulatum</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Melosira</i> sp.	0	0	80	0	0	0	0	0	0	0
<i>Odontella aurita</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Planktoniella sol</i>	0	40	0	0	40	0	0	0	0	0
<i>Nitzschia</i> sp.	80	320	0	80	40	0	160	880	360	0
<i>Pennatae</i> sp.2	0	0	0	40	0	0	0	0	0	0
<i>Pleurosigma</i> sp.	240	0	0	0	80	560	400	160	40	40
<i>Proboscia alata</i> f. <i>gracillima</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Proboscia alata</i> f. <i>indica</i>	0	0	0	0	40	40	80	0	0	0







<i>Lithodesmium undulatum</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Melosira sp.</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Odontella aurita</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Planktoniella sol</i>	80	40	120	40	0	40	0	0	0	0
<i>Nitzschia sp.</i>	0	0	0	0	200	0	0	80	240	0
<i>Pennatae sp.2</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	280	0
<i>Pleurosigma sp.</i>	0	0	0	0	40	0	40	40	0	0
<i>Proboscia alata f. gracillima</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Proboscia alata f. indica</i>	120	160	0	0	0	0	0	0	80	0
<i>Pseudosolenia calcar-avis</i>	320	80	0	0	0	280	160	0	40	0
<i>Pseudo-nitzschia grupo delicatissima</i>	0	0	0	0	80	0	0	0	0	0
<i>Pseudo-nitzschia pungens</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pseudo-nitzschia grupo seriata</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Rhizosolenia chunii</i>	0	0	0	0	0	0	720	0	0	0
<i>Rhizosolenia robusta</i>	0	40	0	0	0	40	0	0	0	0
<i>Rhizosolenia setigera</i>	0	40	40	40	0	0	0	0	0	0
<i>Rhizosolenia sp.</i>	0	0	0	0	80	0	0	0	0	0
<i>Skeletonema costatum</i>	0	0	0	0	0	0	0	640	0	0
<i>Thalassionema frauenfeldii</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Thalassionema nitzschioides</i>	0	0	0	40	0	0	0	160	0	0
<i>Thalassiosira angulata</i>	120	0	0	0	0	120	160	0	0	0
<i>Thalassiosira anguste-lineata</i>	0	0	0	0	0	0	0	240	0	0
<i>Thalassiosira mendiolana</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Thalassiosira c.f. partheneia</i>	1080	0	0	360	320	640	440	0	400	0
<i>Thalassiosira rotula</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Thalassiosira subtilis</i>	560	320	0	0	0	480	120	0	840	0
<i>Thalassiosira sp.</i>	0	200	160	0	0	200	0	13360	40	320
<i>Akashiwo sanguinea</i>	0	0	0	0	0	0	40	0	0	0
<i>Alexandrium sp.</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Ceratium azoricum</i>	0	0	0	0	0	40	40	0	0	0
<i>Ceratium buceros</i>	0	0	0	40	0	0	0	0	0	0
<i>Ceratium dens</i>	0	0	0	0	0	0	0	160	0	0
<i>Ceratium furca</i>	0	0	0	0	0	280	80	80	0	0
<i>Ceratium fusus var. fusus</i>	0	0	0	0	0	0	200	160	0	0
<i>Ceratium fusus var. Seta</i>	0	80	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Ceratium pentagonum</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Ceratium tripos</i>	0	0	0	0	0	0	120	80	0	0
<i>Dinophysis acuminata</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Dinophysis caudata</i>	0	0	0	0	0	40	120	0	0	0
<i>Diplopelta assymetrica</i>	40	0	0	0	40	0	0	0	0	0

<i>Diplopeltopsis minor</i>	0	40	0	40	0	80	0	0	0	0
<i>Gonyaulax polygramma</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Gyrodinium sp.</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Gymnodinium sp.</i>	0	40	200	560	0	400	0	240	520	200
<i>Oxyphysis oxytoxoides</i>	0	80	0	0	0	0	0	0	80	0
<i>Oxytoxum sp</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Phalacroma c.f. rotundata</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Podolampas spinifera</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Prorocentrum gracile</i>	2320	640	200	80	240	240	440	160	80	0
<i>Prorocentrum lima</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Prorocentrum micans</i>	0	0	0	0	0	40	40	400	0	40
<i>Prorocentrum minimum</i>	440	40	200	0	0	80	80	80	0	0
<i>Prorocentrum sp.</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Protoperdinium conicum</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Protoperdinium crassipes</i>	0	0	0	0	0	0	40	40	0	0
<i>Protoperdinium depressum</i>	0	0	0	0	40	0	0	80	0	0
<i>Protoperdinium excentricum</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Protoperdinium globulus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Protoperdinium granii</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Protoperdinium leonis</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Protoperdinium longispinum</i>	0	0	0	0	0	40	80	40	0	0
<i>Protoperdinium mendiolae</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Protoperdinium minutum</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Protoperdinium oblongum</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Protoperdinium obtusum</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Protoperdinium pellucidum</i>	40	40	0	0	0	0	0	40	360	0
<i>Protoperdinium tuba</i>	40	40	80	0	0	80	0	80	0	0
<i>Protoperdinium sp.</i>	0	40	0	80	0	40	40	80	40	0
<i>Pyrocystis elegans</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pyrophacus horologicum</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Scrippsiella sp.</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Scrippsiella trochoidea</i>	0	0	120	200	0	0	40	480	160	40
Dinoflagelado (N.D.)	0	0	0	40	1160	160	0	0	0	0
Dinoflagelado 2 (N.D.)	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Dictyocha fibula</i>	40	0	120	0	40	0	0	80	40	80
<i>Octactis octonaria</i>	0	0	0	120	0	0	0	0	0	40
<i>Eutreptiella gymnastica</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Flagelado N.D.	0	0	0	0	760	0	0	0	0	0

**A22. Análisis cuantitativo de nanofitoplancton y picofitoplancton (N°Cél.L-1) y bacterias heterótrofas (N°cel.L-1) del proyecto AMOP. Enero - Febrero 2014.**

ESTACION	PROFUNDIDAD	Nanofitoplancton	<i>Prochlorococcus</i>	<i>Synechococcus</i>	Bacterias
2	0	3358284	79424239	594716953	879850000
	10	1588464	105007535	266690608	447009777
	20	712391	50052136	75468906	374214706
	30	251563	14523869	29902606	1824842975
	40	57882	3599800	5400813	280528820
	50	78535	1445975	3388572	1154543478
	60	48421	2005060	3303616	943099629
	70	206795	1718700	3892350	288907229
	80	41949	8079925	3808075	341143140
	90	157204	2266552	3840938	381420110
	130	128179	7150046	3521421	355271795
	150	75692	523162	3826875	468816940
3	0	7324268	11084356	195535706	4440976875
	10	72246	33843861	23265615	1813028571
	30	218208	3615690	5107955	1180440000
	50	27718	1676962	94704	929401453
	100	940115	383438	3804347	1496806780
	150	39268	182479	1797075	1307415544
	200	9322	123518	843649	569181546
	250	39888	159550	851717	1441698433
	350	2201	275118	303730	1780393768
4	0	3848235	8631965	81353436	1121460298
	10	1214989	6474551	46185745	3569890909
	30	69013	19045324	5772592	279166667
	40	15584	1467080	1097527	
	50	39268	180622183	4166996	242854819
	100	6679	3457322	645604	189933708
	150	91507	126702	1133276	299473790
	200	91507	485690	2756935	
	300	35195	58658	309715	276076603
	500	4595	438866	195307	188801630
	1000	0	23099	78535	
	1500	2346	63351	103238	155951316

11	0	1450030	1137969	397420930	553218830
	10	799213	1622915	46766233	640021563
	30	469265	77135512	32853276	426746469
	50	111311	31098087	1046324	252439891
	100	20036	291635	349517	186782927
	150	0	51203	360648	171570093
	250	2226	33393	138026	241239130
	500	23463	4693	119663	171278195
	1000	2331	30297	156145	90897756
	1500	2298	9191	215986	137335011
13	0	2290016	2946987	132837324	663835351
	10	4539836	12169283	241194563	5519016000
	30	270341	2857222	11622320	314738554
	50	188414	7433148	1596920	256508721
	100	48252	1252261	330873	547035509
	150	37288	883268	265680	570155233
	300	23099	124733	436564	221906934
	500	14078	82121	272174	188830078
	980	13511	81069	162137	155666856
14	0	919429	387363	122727135	4334298592
	10	1607234	5133764	165573283	1562208808
	20	828700	4294379	45844239	2877145646
	30	574235	4625409	24052575	
	40	168936	2745203	2921178	1194110526
	50	34466	677830	323980	1002931088
	60	69296	1277355	859270	1212253448
	70	71606	1275045	422705	265501834
	80	66986	2212850	371888	1066654286
	100	32849	703898	140780	823947594
	200	56312	1529805	488036	544149474
	235	18479	674481	422705	627981693
25	4	654509	6540639	33738386	3222992244
	10	692165	3066969	32130927	472067470
	20	252750	55023675	32618536	305874706
	30	654625	8484320	19490941	1737941722
	50	39061	83333973	16008266	224854858
	80	53127	346480	1568398	186750000
	100	26715	1122016	1380257	183076691
	200	35195	133741	539655	161592995
	10	638563	83845242	292350181	121366867

28	0	361231	28150393	353230445	725765244
	10	638563	83845242	292350181	121366867
	20	1201715	179718051	188398572	2487775781
	30	459663	104241886	120531052	1509137349
	50	247156	26253923	14002400	910817866
	70	503551	85684432	12048254	1729121831
	100	30297	1673316	5145796	2402145918
	200	752759	214326587	567564024	239618056
	500	2346	49273	143126	197649848
	1000	4620	78535	274874	100526400
	1500	0	105585	717976	96871899

**A23. Mediciones para cálculo de biovolumen de diatomeas ( $\mu\text{m}$ ) del proyecto**

**AMOP. Enero - Febrero 2014.**

<b>DIATOMEAS</b>	<b>prom a</b>	<b>s.d. a</b>
<i>Actinocyclus sp.</i>	52.0	6.9
<i>Amphiprora sp.</i>	95.5	5.1
<i>Amphora sp.</i>	70.5	6.2
<i>Asteromphalus heptactis</i>	114.5	6.9
<i>Asterionellopsis glacialis</i>	61.0	5.8
<i>Bacteriastrium delicatulum</i>	22.0	6.9
<i>Centrales</i>	22.0	6.9
<i>Cerataulina pelagica</i>	45.5	5.4
<i>Chaetoceros affinis</i>	34.5	1.1
<i>Chaetoceros atlanticus</i>	23.0	2.7
<i>Chaetoceros compressus</i>	21.5	1.4
<i>Chaetoceros concavicornis</i>	20.5	1.1
<i>Chaetoceros constrictus</i>	25.5	1.1
<i>Chaetoceros costatus</i>	24.0	1.4
<i>Chaetoceros danicus</i>	29.5	1.1
<i>Chaetoceros debilis</i>	19.5	1.1
<i>Chaetoceros didymus</i>	21.5	1.4
<i>Chaetoceros lauderi</i>	21.5	1.4
<i>Chaetoceros lorenzianus</i>	44.0	6.5
<i>Chaetoceros radicans</i>	20.0	1.8
<i>Chaetoceros rostratus</i>	23.0	4.1
<i>Chaetoceros socialis</i>	19.0	1.4
<i>Chaetoceros sp.</i>	32.0	6.9
<i>Coscinodiscus centralis</i>	200.5	5.1
<i>Coscinodiscus concinnus</i>	185.5	5.1
<i>Coscinodiscus granii</i>	120.5	1.1
<i>Coscinodiscus perforatus</i>	88.0	6.2
<i>Coscinodiscus radiatus</i>	49.5	1.1
<i>Cylindroteca closterium</i>	89.5	6.9
<i>Dactyliosolen fragilissimus</i>	45.5	6.2
<i>Detonula pumila</i>	21.5	6.5
<i>Ditylum brightwellii</i>	162.5	0.0
<i>Entomoneis alata v. alata</i>	69.5	6.9

<i>Eucampia cornuta</i>	40.0	1.8
<i>Eucampia zoodiacus</i>	37.0	8.0
<i>Fragillariopsis doliolus</i>	14.0	6.3
<i>Grammatophora marina</i>	62.0	6.2
<i>Guinardia delicatula</i>	50.0	3.5
<i>Guinardia flaccida</i>	76.5	3.4
<i>Guinardia striata</i>	83.5	6.3
<i>Gyrosigma</i> sp.	203.5	7.2
<i>Haslea</i> sp.	32.0	6.9
<i>Hemiaulus sinensis</i>	57.5	4.3
<i>Lauderia annulata</i>	17.0	4.5
<i>Leptocylindrus danicus</i>	42.0	6.9
<i>Leptocylindrus mediterraneus</i>	36.5	3.4
<i>Licmophora abbreviata</i>	55.5	6.2
<i>Lioloma delicatulum</i>	1462.5	6.6
<i>Lioloma pacificum</i>	736.5	3.4
<i>Lithodesmium undulatum</i>	44.0	6.3
<i>Melosira</i> sp.	35.5	6.2
<i>Odontella aurita</i>	104.0	4.2
<i>Planktoniella sol</i>	100.5	6.2
<i>Nitzschia</i> sp.	32.0	6.9
<i>Pennatae</i> sp.2	69.5	6.9
<i>Pleurosigma</i> sp.	148.0	5.1
<i>Proboscia alata f. gracillima</i>	393.0	6.2
<i>Proboscia alata f. indica</i>	369.5	6.9
<i>Pseudosolenia calcar-avis</i>	409.0	1.4
<i>Pseudo-nitzschia</i> grupo <i>delicatissima</i>	50.0	7.1
<i>Pseudo-nitzschia pungens</i>	126.0	4.9
<i>Pseudo-nitzschia</i> grupo <i>seriata</i>	76.0	6.3
<i>Rhizosolenia chunii</i>	262.5	4.3
<i>Rhizosolenia robusta</i>	421.0	7.2
<i>Rhizosolenia setigera</i>	187.0	6.9
<i>Rhizosolenia</i> sp.	386.0	6.5
<i>Skeletonema costatum</i>	19.5	6.9
<i>Thalassionema frauenfeldii</i>	180.0	4.3
<i>Thalassionema nitzschioides</i>	61.5	3.4
<i>Thalassiosira angulata</i>	27.0	4.5
<i>Thalassiosira anguste-lineata</i>	41.5	3.8
<i>Thalassiosira mendiolana</i>	50.0	3.1
<i>Thalassiosira c.f. partheneia</i>	20.0	2.5

<i>Thalassiosira rotula</i>	58.0	3.3
<i>Thalassiosira subtilis</i>	25.5	1.1
<i>Thalassiosira</i> sp.	39.5	1.1

<b>DIATOMEAS</b>	<b>prom b</b>	<b>s.d. b</b>
<i>Actinocyclus</i> sp.		
<i>Amphiprora</i> sp.	26.63	5.98
<i>Amphora</i> sp.	30.75	3.54
<i>Asteromphalus heptactis</i>		
<i>Asterionellopsis glacialis</i>	8.88	2.50
<i>Bacteriastrum delicatulum</i>	21.63	5.98
Centrales		
<i>Cerataulina pelagica</i>	30.25	2.42
<i>Chaetoceros affinis</i>	20.00	2.29
<i>Chaetoceros atlanticus</i>	23.88	1.28
<i>Chaetoceros compressus</i>	23.63	1.28
<i>Chaetoceros concavicornis</i>	23.50	1.26
<i>Chaetoceros constrictus</i>	21.13	1.28
<i>Chaetoceros costatus</i>	29.63	3.83
<i>Chaetoceros danicus</i>	16.00	1.70
<i>Chaetoceros debilis</i>	10.38	1.86
<i>Chaetoceros didymus</i>	14.00	1.70
<i>Chaetoceros lauderi</i>	19.25	2.31
<i>Chaetoceros lorenzianus</i>	13.63	1.28
<i>Chaetoceros radicans</i>	14.75	1.80
<i>Chaetoceros rostratus</i>	23.75	2.22
<i>Chaetoceros socialis</i>	8.75	1.72
<i>Chaetoceros</i> sp.	18.50	1.26
<i>Coscinodiscus centralis</i>		
<i>Coscinodiscus concinnus</i>		
<i>Coscinodiscus granii</i>		
<i>Coscinodiscus perforatus</i>		
<i>Coscinodiscus radiatus</i>		
<i>Cylindroteca closterium</i>	10.00	2.43
<i>Dactyliosolen fragilissimus</i>	15.63	5.25
<i>Detonula pumila</i>	30.63	5.25
<i>Ditylum brightwellii</i>	77.25	4.36
<i>Entomoneis alata</i> v. <i>alata</i>	36.63	5.98
<i>Eucampia cornuta</i>	31.88	4.86

<i>Eucampia zoodiacus</i>	32.38	5.16
<i>Fragillariopsis doliolus</i>	49.38	4.86
<i>Grammatophora marina</i>	26.63	5.98
<i>Guinardia delicatula</i>	18.75	4.01
<i>Guinardia flaccida</i>	52.88	5.34
<i>Guinardia striata</i>	17.75	3.33
<i>Gyrosigma</i> sp.	17.13	1.47
<i>Haslea</i> sp.	10.38	2.33
<i>Hemiaulus sinensis</i>	18.75	2.50
<i>Lauderia annulata</i>	24.75	0.77
<i>Leptocylindrus danicus</i>	14.13	2.19
<i>Leptocylindrus mediterraneus</i>	9.50	1.92
<i>Licmophora abbreviata</i>	24.38	5.79
<i>Lioloma delicatulum</i>	6.25	1.28
<i>Lioloma pacificum</i>	11.00	1.70
<i>Lithodesmium undulatum</i>	34.25	2.82
<i>Melosira</i> sp.	23.50	1.70
<i>Odontella aurita</i>	57.50	4.14
<i>Planktoniella sol</i>		
<i>Nitzschia</i> sp.	10.13	2.06
<i>Pennatae</i> sp.2	11.38	2.63
<i>Pleurosigma</i> sp.	23.50	1.26
<i>Proboscia alata f. gracillima</i>	9.63	3.83
<i>Proboscia alata f. indica</i>	44.88	5.59
<i>Pseudosolenia calcar-avis</i>	33.25	5.32
<i>Pseudo-nitzschia</i> grupo <i>delicatissima</i>	2.50	0.00
<i>Pseudo-nitzschia pungens</i>	9.75	1.38
<i>Pseudo-nitzschia</i> grupo <i>seriata</i>	6.50	1.26
<i>Rhizosolenia chunii</i>	22.38	5.16
<i>Rhizosolenia robusta</i>	50.75	5.32
<i>Rhizosolenia setigera</i>	26.63	5.98
<i>Rhizosolenia</i> sp.	10.50	5.42
<i>Skeletonema costatum</i>	12.13	4.82
<i>Thalassionema frauenfeldii</i>	3.38	1.22
<i>Thalassionema nitzschioides</i>	4.75	0.77
<i>Thalassiosira angulata</i>		
<i>Thalassiosira anguste-lineata</i>		
<i>Thalassiosira mendiolana</i>		
<i>Thalassiosira c.f. partheneia</i>		
<i>Thalassiosira rotula</i>		

<i>Thalassiosira subtilis</i>		
<i>Thalassiosira</i> sp.		

<b>DIATOMEAS</b>	<b>prom c</b>	<b>s.d. c</b>
<i>Actinocyclus</i> sp.	15.25	2.68
<i>Amphiprora</i> sp.	5.63	1.11
<i>Amphora</i> sp.	5.38	0.92
<i>Asteromphalus heptactis</i>	9.63	0.92
<i>Asterionellopsis glacialis</i>	5.63	1.11
<i>Bacteriastrum delicatulum</i>		
<i>Centrales</i>	10.63	1.38
<i>Cerataulina pelagica</i>		
<i>Chaetoceros affinis</i>	9.00	1.70
<i>Chaetoceros atlanticus</i>	10.38	2.60
<i>Chaetoceros compressus</i>	9.88	1.28
<i>Chaetoceros concavicornis</i>	11.25	1.90
<i>Chaetoceros constrictus</i>	9.75	1.60
<i>Chaetoceros costatus</i>	8.75	1.52
<i>Chaetoceros danicus</i>	5.13	1.72
<i>Chaetoceros debilis</i>	4.88	1.28
<i>Chaetoceros didymus</i>	5.38	2.60
<i>Chaetoceros lauderi</i>	5.25	1.12
<i>Chaetoceros lorenzianus</i>	9.13	1.68
<i>Chaetoceros radicans</i>	5.38	1.22
<i>Chaetoceros rostratus</i>	10.63	1.38
<i>Chaetoceros socialis</i>	4.25	1.18
<i>Chaetoceros</i> sp.	5.00	0.81
<i>Coscinodiscus centralis</i>	36.13	6.04
<i>Coscinodiscus concinnus</i>	29.63	4.68
<i>Coscinodiscus granii</i>	57.63	6.81
<i>Coscinodiscus perforatus</i>	24.25	4.60
<i>Coscinodiscus radiatus</i>	10.50	1.92
<i>Cylindroteca closterium</i>	5.25	0.77
<i>Dactyliosolen fragilissimus</i>		
<i>Detonula pumila</i>		
<i>Ditylum brightwellii</i>		
<i>Entomoneis alata</i> v. <i>alata</i>	13.75	5.47
<i>Eucampia cornuta</i>	27.50	6.74
<i>Eucampia zoodiacus</i>	27.75	6.33

<i>Fragillariopsis doliolus</i>	10.25	3.02
<i>Grammatophora marina</i>	9.13	1.86
<i>Guinardia delicatula</i>		
<i>Guinardia flaccida</i>		
<i>Guinardia striata</i>		
<i>Gyrosigma</i> sp.	9.63	1.86
<i>Haslea</i> sp.	6.13	1.28
<i>Hemiaulus sinensis</i>	14.88	2.06
<i>Lauderia annulata</i>		
<i>Leptocylindrus danicus</i>		
<i>Leptocylindrus mediterraneus</i>		
<i>Licmophora abbreviata</i>		
<i>Lioloma delicatulum</i>	3.75	1.28
<i>Lioloma pacificum</i>	3.63	1.28
<i>Lithodesmium undulatum</i>		
<i>Melosira</i> sp.		
<i>Odontella aurita</i>	27.63	6.81
<i>Planktoniella sol</i>	20.75	3.54
<i>Nitzschia</i> sp.	3.75	1.28
<i>Pennatae</i> sp.2	6.00	1.50
<i>Pleurosigma</i> sp.	12.00	1.31
<i>Proboscia alata</i> f. <i>gracillima</i>		
<i>Proboscia alata</i> f. <i>indica</i>		
<i>Pseudosolenia calcar-avis</i>		
<i>Pseudo-nitzschia</i> grupo <i>delicatissima</i>	2.50	0.00
<i>Pseudo-nitzschia pungens</i>	6.00	1.26
<i>Pseudo-nitzschia</i> grupo <i>seriata</i>	5.88	1.22
<i>Rhizosolenia chunii</i>		
<i>Rhizosolenia robusta</i>		
<i>Rhizosolenia setigera</i>		
<i>Rhizosolenia</i> sp.		
<i>Skeletonema costatum</i>		
<i>Thalassionema frauenfeldii</i>	2.50	0.00
<i>Thalassionema nitzschioides</i>	2.50	0.00
<i>Thalassiosira angulata</i>	20.13	6.81
<i>Thalassiosira anguste-lineata</i>	26.63	2.60
<i>Thalassiosira mendiolana</i>	27.63	6.81
<i>Thalassiosira</i> c.f. <i>partheneia</i>	10.00	3.89
<i>Thalassiosira rotula</i>	19.13	1.68
<i>Thalassiosira subtilis</i>	10.63	1.38

<i>Thalassiosira</i> sp.	21.00	1.50
--------------------------	-------	------

**A24. Mediciones para cálculo de biovolumen de dinoflagelados ( $\mu\text{m}$ ) del proyecto**

**AMOP. Enero - Febrero 2014.**

<b>DINOFLAGELADOS</b>	<b>prom a1</b>	<b>s.d. a1</b>	<b>prom a2</b>	<b>s.d. a2</b>	<b>prom a3</b>
<i>Akashiwo sanguinea</i>	123.13	2.39			
<i>Alexandrium sp.</i>	32.50	2.50			
<i>Ceratium azoricum</i>	37.64	2.01	25.97	2.12	52.50
<i>Ceratium buceros</i>	64.47	2.58	75.53	2.71	54.08
<i>Ceratium dens</i>	73.50	2.62	92.38	1.72	30.63
<i>Ceratium furca</i>	55.13	3.09	49.50	1.74	43.38
<i>Ceratium fusus var. fusus</i>	75.75	2.00	61.25	2.07	56.38
<i>Ceratium fusus var. Seta</i>	56.25	1.77	108.75	1.77	73.75
<i>Ceratium pentagonum</i>	65.00		117.50		20.00
<i>Ceratium tripos</i>	73.86	2.82	63.86	1.72	58.64
<i>Dinophysis acuminata</i>	48.08	2.73			
<i>Dinophysis caudata</i>	57.63	2.06			
<i>Diplopelta assymetrica</i>	102.63	3.09			
<i>Diplopetopsis minor</i>	54.50	3.07			
<i>Gonyaulax polygramma</i>	54.17	3.43			
<i>Gyrodinium sp.</i>	45.50	2.51			
<i>Gymnodinium sp.</i>	25.75	2.58			
<i>Oxyphysis oxytoxoides</i>	62.75	1.80			
<i>Oxytoxum sp.</i>	72.50				
<i>Phalacroma c.f. rotundata</i>	52.78	2.92			
<i>Podolampas spinifera</i>	100.63	3.72			
<i>Prorocentrum gracile</i>	25.75	1.64			
<i>Prorocentrum lima</i>	62.50	2.89			
<i>Prorocentrum micans</i>	47.25	2.68			
<i>Prorocentrum minimum</i>	19.00	1.26			
<i>Prorocentrum sp.</i>	54.00	2.05			
<i>Protoperidinium conicum</i>	102.14	2.25			
<i>Protoperidinium crassipes</i>	54.38	1.25			
<i>Protoperidinium depressum</i>	156.41	2.88			
<i>Protoperidinium excentricum</i>	24.88	1.72			
<i>Protoperidinium globulus</i>	83.33	2.46			
<i>Protoperidinium granii</i>	36.25	1.77			
<i>Protoperidinium leonis</i>	66.39	1.82			
<i>Protoperidinium longispinum</i>	54.75	2.13			
<i>Protoperidinium mendiolae</i>	62.50	1.58			

<i>Protoperidinium minutum</i>	34.17	1.44			
<i>Protoperidinium oblongum</i>	115.00	2.24			
<i>Protoperidinium obtusum</i>	97.05	1.88			
<i>Protoperidinium pellucidum</i>	37.00	1.92			
<i>Protoperidinium tuba</i>	64.29	1.82			
<i>Protoperidinium sp.</i>	33.75	1.90			
<i>Pyrocystis elegans</i>	106.75	1.64			
<i>Pyrophacus horologicum</i>	92.50	2.04			
<i>Scrippsiella sp.</i>	25.00				
<i>Scrippsiella trochoidea</i>	35.75	2.16			
Dinoflagelado (N.D.)	25.00	1.81			
Dinoflagelado 2 (N.D.)	38.25	2.00			

<b>DINOFLAGELADOS</b>	<b>s.d. a3</b>	<b>prom a4</b>	<b>s.d. a4</b>	<b>prom b1</b>	<b>s.d. b1</b>
<i>Akashiwo sanguinea</i>				72.50	2.04
<i>Alexandrium sp.</i>				33.50	2.24
<i>Ceratium azoricum</i>	1.92	52.64	1.81	37.78	10.27
<i>Ceratium buceros</i>	2.53	53.82	2.68	51.97	11.09
<i>Ceratium dens</i>	1.60	10.13	1.72	53.50	14.26
<i>Ceratium furca</i>	2.19	25.25	1.80	35.50	7.90
<i>Ceratium fusus var. fusus</i>	2.22			22.25	1.60
<i>Ceratium fusus var. Seta</i>	1.77			23.75	1.77
<i>Ceratium pentagonum</i>		20.00		57.50	
<i>Ceratium tripos</i>	2.34	34.32	1.62	60.91	17.58
<i>Dinophysis acuminata</i>				37.50	3.39
<i>Dinophysis caudata</i>				39.00	3.48
<i>Diplopelta asymmetrica</i>				111.50	2.69
<i>Diplopetopsis minor</i>				49.25	2.58
<i>Gonyaulax polygramma</i>				42.92	2.09
<i>Gyrodinium sp.</i>				38.75	2.63
<i>Gymnodinium sp.</i>				19.00	2.05
<i>Oxyphysis oxytoxoides</i>				23.38	2.60
<i>Oxytoxum sp.</i>				50.00	
<i>Phalacroma c.f. rotundata</i>				39.72	1.95
<i>Podolampas spinifera</i>				49.69	1.60
<i>Prorocentrum gracile</i>				9.75	1.38
<i>Prorocentrum lima</i>				33.75	1.44
<i>Prorocentrum micans</i>				30.38	1.22
<i>Prorocentrum minimum</i>				9.50	1.31

<i>Proocentrum</i> sp.				28.38	1.47
<i>Protoperidinium conicum</i>				101.79	4.94
<i>Protoperidinium crassipes</i>				73.75	5.95
<i>Protoperidinium depressum</i>				144.38	5.44
<i>Protoperidinium excentricum</i>				57.75	4.36
<i>Protoperidinium globulus</i>				78.33	5.57
<i>Protoperidinium granii</i>				38.75	1.77
<i>Protoperidinium leonis</i>				74.44	5.97
<i>Protoperidinium longispinum</i>				40.25	6.01
<i>Protoperidinium mendiolae</i>				57.92	3.68
<i>Protoperidinium minutum</i>				34.17	1.44
<i>Protoperidinium oblongum</i>				65.00	5.81
<i>Protoperidinium obtusum</i>				81.59	4.22
<i>Protoperidinium pellucidum</i>				33.50	2.49
<i>Protoperidinium tuba</i>				36.96	2.97
<i>Protoperidinium</i> sp.				38.38	3.37
<i>Pyrocystis elegans</i>				27.13	3.91
<i>Pyrophacus horologicum</i>				96.07	1.97
<i>Scrippsiella</i> sp.				20.00	
<i>Scrippsiella trochoidea</i>				25.38	2.19
Dinoflagelado (N.D.)				15.13	2.63
Dinoflagelado 2 (N.D.)				29.38	2.80

<b>DINOFLAGELADOS</b>	<b>prom b2</b>	<b>s.d. b2</b>	<b>prom c</b>	<b>s.d. c</b>
<i>Akashiwo sanguinea</i>			30.00	2.04
<i>Alexandrium</i> sp.			15.00	1.77
<i>Ceratium azoricum</i>	5.00	0.00		
<i>Ceratium buceros</i>	10.00	1.18		
<i>Ceratium dens</i>	5.00	0.00		
<i>Ceratium furca</i>	8.00	1.03		
<i>Ceratium fusus</i> var. <i>fuscus</i>	7.50	1.40		
<i>Ceratium fusus</i> var. <i>Seta</i>	5.00	0.00		
<i>Ceratium pentagonum</i>	5.00			
<i>Ceratium tripos</i>	5.68	1.17		
<i>Dinophysis acuminata</i>			8.65	1.30
<i>Dinophysis caudata</i>			10.38	2.03
<i>Diplopelta assymetrica</i>			37.75	2.19
<i>Diplopeltopsis minor</i>			23.13	1.79
<i>Gonyaulax polygramma</i>				

<i>Gyrodinium sp.</i>			20.63	1.60
<i>Gymnodinium sp.</i>			5.50	1.03
<i>Oxyphysis oxytoxoides</i>				
<i>Oxytoxum sp.</i>				
<i>Phalacroma c.f. rotundata</i>			15.56	1.67
<i>Podolampas spinifera</i>				
<i>Prorocentrum gracile</i>			5.00	0.00
<i>Prorocentrum lima</i>			6.25	1.44
<i>Prorocentrum micans</i>			5.38	0.92
<i>Prorocentrum minimum</i>			5.00	0.00
<i>Prorocentrum sp.</i>			5.50	1.05
<i>Protoberidinium conicum</i>				
<i>Protoberidinium crassipes</i>				
<i>Protoberidinium depressum</i>				
<i>Protoberidinium excentricum</i>				
<i>Protoberidinium globulus</i>				
<i>Protoberidinium granii</i>				
<i>Protoberidinium leonis</i>				
<i>Protoberidinium longispinum</i>				
<i>Protoberidinium mendiolae</i>				
<i>Protoberidinium minutum</i>				
<i>Protoberidinium oblongum</i>				
<i>Protoberidinium obtusum</i>				
<i>Protoberidinium pellucidum</i>				
<i>Protoberidinium tuba</i>				
<i>Protoberidinium sp.</i>				
<i>Pyrocystis elegans</i>			15.25	1.42
<i>Pyrophacus horologicum</i>			25.36	3.36
<i>Scrippsiella sp.</i>				
<i>Scrippsiella trochoidea</i>				
Dinoflagelado (N.D.)			5.50	1.05
Dinoflagelado 2 (N.D.)			10.25	1.42

*A25. Mediciones para cálculo de biovolumen de silicoflagelados ( $\mu\text{m}$ ) del proyecto*

*AMOP. Enero - Febrero 2014.*

<b>SILICOFLAGELADOS</b>	<i>Dictyocha fibula</i>	<i>Octactis octonaria</i>
<b>a1</b>	20	22.5
<b>a2</b>	22.5	27.5
<b>a3</b>	22.5	25
<b>a4</b>	20	25
<b>a5</b>	20	25
<b>a6</b>	20	25
<b>a7</b>	20	27.5
<b>a8</b>	20	27.5
<b>a9</b>	22.5	27.5
<b>a10</b>	22.5	27.5
<b>a11</b>	20	25
<b>a12</b>	20	27.5
<b>a13</b>	20	27.5
<b>a14</b>	20	22.5
<b>a15</b>	22.5	27.5
<b>a16</b>	22.5	25
<b>a17</b>	20	25
<b>a18</b>	20	25
<b>a19</b>	20	25
<b>a20</b>	20	27.5
<b>prom a</b>	20.8	25.9
<b>s.d. a</b>	1.2	1.7

*A26. Mediciones para cálculo de biovolumen de fitoflagelados ( $\mu\text{m}$ ) del proyecto*

*AMOP. Enero - Febrero 2014.*

<b>Fitoflagelados</b>	<i>Eutreptiella gymnastica</i>	<i>Flagelado N.D.</i>
<b>a1</b>	22.5	17.5
<b>a1</b>	25	20
<b>a1</b>	22.5	22.5
<b>a1</b>	25	20
<b>a1</b>	22.5	20
<b>a1</b>	30	20
<b>a1</b>	22.5	20
<b>a1</b>	22.5	22.5
<b>a1</b>	22.5	20
<b>a1</b>	25	20
<b>a1</b>	25	20
<b>a1</b>	22.5	20
<b>a1</b>	22.5	20
<b>a1</b>	22.5	20
<b>a1</b>	30	20
<b>a1</b>	22.5	22.5
<b>a1</b>	25	25
<b>a1</b>	27.5	25
<b>a1</b>	27.5	20
<b>a1</b>	22.5	20
<b>prom a1</b>	24.4	20.8
<b>s.d. a1</b>	2.5	1.8
<b>a2</b>	10	5
<b>a2</b>	10	5
<b>a2</b>	7.5	7.5
<b>a2</b>	7.5	5
<b>a2</b>	10	7.5
<b>a2</b>	10	5
<b>a2</b>	10	5
<b>a2</b>	10	7.5
<b>a2</b>	10	7.5
<b>a2</b>	10	7.5
<b>a2</b>	7.5	7.5
<b>a2</b>	7.5	5
<b>a2</b>	10	5

a2	10	5
a2	10	5
a2	10	5
a2	10	5
a2	7.5	7.5
a2	7.5	5
a2	10	5
<b>prom a2</b>	9.3	5.9
<b>s.d. a2</b>	1.2	1.2
<b>b1</b>	15	10
<b>b1</b>	12.5	12.5
<b>b1</b>	15	12.5
<b>b1</b>	12.5	10
<b>b1</b>	15	12.5
<b>b1</b>	15	10
<b>b1</b>	15	10
<b>b1</b>	17.5	10
<b>b1</b>	15	10
<b>b1</b>	15	10
<b>b1</b>	17.5	10
<b>b1</b>	15	12.5
<b>b1</b>	15	10
<b>b1</b>	15	10
<b>b1</b>	12.5	10
<b>b1</b>	12.5	10
<b>b1</b>	15	12.5
<b>b1</b>	15	10
<b>b1</b>	15	10
<b>b1</b>	12.5	10
<b>prom b1</b>	14.6	10.6
<b>s.d. b1</b>	1.5	1.1
<b>b2</b>	15	10
<b>b2</b>	15	12.5
<b>b2</b>	15	10
<b>b2</b>	15	10
<b>b2</b>	12.5	12.5
<b>b2</b>	15	10
<b>b2</b>	15	10
<b>b2</b>	15	10
<b>b2</b>	15	10

<b>b2</b>	15	10
<b>b2</b>	15	12.5
<b>b2</b>	15	15
<b>b2</b>	17.5	15
<b>b2</b>	17.5	10
<b>b2</b>	15	12.5
<b>b2</b>	15	10
<b>b2</b>	15	10
<b>b2</b>	12.5	12.5
<b>b2</b>	15	10
<b>b2</b>	15	10
<b>prom b2</b>	15.0	11.1
<b>s.d. b2</b>	1.1	1.7