

UNIVERSIDAD INTERNACIONAL DEL ECUADOR

Escuela de Biología Aplicada

TRABAJO DE TITULACIÓN PARA LA OBTENCIÓN DEL TÍTULO DE BIÓLOGA
MARINA

TEMA:

**“EFECTO DE “LOS BAJOS” EN LA ESTRUCTURA Y COMPOSICIÓN DE LAS
COMUNIDADES FITOPLANCTONICAS AL NORTE Y SUR DE LA ISLA SANTA
CRUZ, ABRIL-OCTUBRE 2015”**

AUTOR:

ANA VICTORIA MOYA SERRANO

DIRECTOR DE TESIS:

DR. ESTEBAN TERNEUS

QUITO, ECUADOR

2016

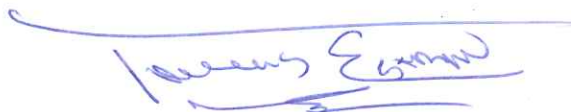
CERTIFICACIÓN

Yo, Ana Victoria Moya Serrano, con cédula de identidad N° 1723206130, declaro que soy el autor exclusivo de la presente investigación y que ésta es original, auténtica y personal mía. Todos los efectos académicos y legales que se desprenden de la presente investigación, serán de mi sola y exclusiva responsabilidad. Además, cedo los derechos de propiedad intelectual a la Universidad Internacional del Ecuador para que sea publicado y divulgado en internet.



Ana Victoria Moya Serrano

Yo, Héctor Esteban Terneus Jácome, declaro que, en lo que yo personalmente conozco, la señorita, Ana Victoria Moya Serrano, es la autora exclusiva de la presente investigación y que ésta es original, auténtica y personal.



Héctor Esteban Terneus Jácome

AGRADECIMIENTOS

Agradezco a mis padres Lissette Serrano y Luis Fernando Moya por su apoyo y amor incondicional. Por incentivarne a ser constante y a luchar por mis sueños; por sus regaños que en su momento no entendía pero que ahora son grandes lecciones de vida.

A mis abuelos, por su paciencia y amor incondicional. Porque mi vida no sería increíble si ustedes no hubieran sido parte de ella.

A la vida por darme el mejor regalo, mi mejor amiga y compañera, mi hermana, a la cual agradezco por ser mi cómplice en cada error y acierto de mi vida.

A mi tía Susana Serrano por recibirnos en su casa y por mantenernos bien alimentadas a Marymar y a mí, lo que nos ayudó a tener las energías para trabajar en la tesis.

A mi querida amiga María del Mar Quiroga por su amistad en las buenas y en las malas. Por compartir conmigo los momentos de ridiculez, de estrés, de alegría y aprendizaje.

Agradezco a las personas que nos colaboraron en todo el proceso. Un agradecimiento al Doctor Esteban Terneus por sus consejos y su apoyo incondicional. A la Fundación Charles Darwin y a todos los que la integran por recibirnos y hacernos parte del equipo. Al Doctor Pelayo Salinas de León de la Fundación Charles Darwin, por permitirnos unirnos al Proyecto de Los Bajos, apoyarnos en todo el proceso de tesis y dejarnos formar parte del Crucero Científico Nautilus. Al Doctor Rafael Bermúdez, investigador y profesor del Laboratorio de Plancton de la ESPOL, por encaminarnos, por brindarnos su conocimiento y

experiencia, y por su apoyo en el proceso de campo, laboratorio y de escritura. A Etienne Rastoin de Biomar, Doctora Gladys Torres del INOCAR por su ayuda en la identificación de las especies, Doctora María de Lourdes Mendoza, jefa del Laboratorio de Química Analítica de la ESPOL y a su asistente Luis Antonio Vaca, Don Nelson, Franklin Torra y Don Darwin por su colaboración y aporte en la realización de la tesis, su ayuda fue esencial en este proceso. Y un agradecimiento especial a toda la gente que de alguna forma participaron en esta locura llamada tesis de pregrado.

DEDICATORIA

A mis abuelitos, porque a pesar de que ya no están a mi lado, sus enseñanzas y los momentos vividos siempre permanecerán en cada decisión que tome, a mis padres por su amor incondicional y por su esfuerzo por darnos un gran futuro, y a mis metas, porque esto es un paso más para cumplirlas.

Índice de contenido

| | |
|--|-----------|
| RESUMEN | 1 |
| ABSTRACT | 3 |
| Capítulo I. Introducción | 5 |
| 1.1 Antecedentes | 7 |
| 1.2 Planteamiento del problema | 9 |
| 1.3 Justificación..... | 10 |
| 1.4 Objetivos | 11 |
| Capítulo II. Metodología | 13 |
| 2.1 Área de Estudio | 13 |
| 2.2 Ubicación de los puntos de muestreo | 14 |
| 2.3 Muestreo..... | 15 |
| 2.4 Identificación y determinación de abundancia y diversidad del fitoplancton | 16 |
| 2.5 Análisis de datos físicos | 17 |
| 2.6 Análisis de nutrientes | 18 |
| 2.7 Análisis de datos | 22 |
| Capítulo III. Marco Teórico | 24 |
| 3.1 Los Bajos en Galápagos | 24 |
| 3.1.1 Afloramiento en las Islas Galápagos..... | 25 |
| 3.1.1.1 Afloramiento en los Bajos..... | 25 |
| 3.1.2 Corrientes marinas en las Islas Galápagos | 26 |
| 3.1.3 Estacionalidad en las Islas Galápagos..... | 28 |
| 3.2 Fitoplancton..... | 30 |
| 3.2.1 Tipos de fitoplancton..... | 32 |
| 3.2.2 Clases de fitoplancton | 33 |
| 3.2.2.1 Diatomeas..... | 33 |
| 3.2.2.2 Dinoflagelados | 35 |
| 3.2.2.3 Cianofíceas..... | 37 |
| 3.2.3 Requerimientos del fitoplancton | 38 |
| 3.2.4 Importancia del fitoplancton | 40 |

| | |
|--|------------|
| Capítulo IV. Resultados | 42 |
| 4.1 Factores abióticos..... | 42 |
| 4.1.1 Temperatura y Salinidad..... | 42 |
| 4.1.1.1 Abril. Temporada húmeda..... | 42 |
| 4.1.1.2 Junio. Temporada de transición..... | 44 |
| 4.1.1.3 Octubre. Temporada seca..... | 46 |
| 4.1.2 Nutrientes..... | 48 |
| 4.1.2.1 Zona norte..... | 48 |
| 4.1.2.2 Zona sur..... | 55 |
| 4.2 Clorofila..... | 61 |
| 4.3 Diversidad..... | 63 |
| 4.3.1 Especies identificadas..... | 63 |
| 4.3.2 Análisis de diversidad..... | 64 |
| 4.3.3 Análisis de significancia..... | 65 |
| 4.3.3.1 Por localidad..... | 65 |
| 4.3.3.2 Por temporalidad..... | 67 |
| 4.3.4 Abundancia..... | 68 |
| Capítulo V. Discusión | 74 |
| 5.1 Factores abióticos..... | 74 |
| 5.1.1 Temperatura y Salinidad..... | 74 |
| 5.1.2 Nutrientes..... | 75 |
| 5.2 Clorofila..... | 77 |
| 5.3 Composición taxonómica..... | 79 |
| 5.4 Biomasa de las comunidades fitoplanctónicas..... | 80 |
| 5.5 Diversidad..... | 81 |
| Capítulo VI. Conclusiones y Recomendaciones | 83 |
| 6.1 Conclusiones..... | 83 |
| 6.2 Recomendaciones..... | 84 |
| LITERATURA CITADA | 85 |
| GLOSARIO | 106 |

Índice de figuras

| | |
|---|----|
| Fig. 1 Puntos de muestreo y sus coordenadas | 14 |
| Fig. 2 CTD y Botella Niskin | 16 |
| Fig. 3 Montaje de la cámara de Utermöhl | 17 |
| Fig. 4 Sistema de filtración de nutrientes | 18 |
| Fig. 5 Materiales del Laboratorio de Química para los análisis de nutrientes..... | 20 |
| Fig. 6 Diagrama de métodos utilizados para la cuantificación de los factores químicos | 22 |
| Fig. 7 Diatomeas | 34 |
| Fig. 8 Dinoflagelados | 36 |
| Fig. 9 Cianobacteria | 38 |
| Fig. 10 Perfiles de temperatura y salinidad tomados con el CTD de la zona norte en el mes de abril | 43 |
| Fig. 11 Perfiles de temperatura y salinidad tomados con el CTD de la zona sur en el mes de abril. | 44 |
| Fig. 12 Perfiles de temperatura y salinidad tomados con el CTD de la zona norte en el mes de junio | 45 |
| Fig. 13 Perfiles de temperatura y salinidad tomados con el CTD de la zona sur en el mes de junio... .. | 46 |
| Fig. 14 Perfiles de temperatura y salinidad tomados con el CTD de la zona norte en el mes de octubre..... | 47 |
| Fig. 15 Perfiles de temperatura y salinidad tomados con el CTD de la zona sur en el mes de octubre | 48 |
| Fig. 16 Concentraciones de fosfato de la zona norte en las tres temporadas | 50 |
| Fig. 17 Concentraciones de nitrato de la zona norte en las tres temporadas | 52 |
| Fig. 18 Concentraciones de silicato de la zona norte en las tres temporadas | 54 |
| Fig. 19 Concentraciones de fosfato de la zona sur en las tres temporadas..... | 56 |
| Fig. 20 Concentraciones de nitrato de la zona sur en las tres temporadas | 58 |
| Fig. 21 Concentraciones de silicato de la zona sur en las tres temporadas | 60 |
| Fig. 22 Perfiles de clorofila en Ocean Data del mes de abril | 61 |

| | |
|---|----|
| Fig. 23 Perfiles de clorofila en Ocean Data del mes de octubre..... | 62 |
| Fig. 24 Abundancia del fitoplancton en la columna de agua en el mes de abril | 69 |
| Fig. 25 Abundancia del fitoplancton en la columna de agua en el mes de junio | 71 |
| Fig. 26 Abundancia del fitoplancton en la columna de agua en el mes de octubre..... | 72 |

Índice de tablas

| | |
|--|----|
| Tab. 1 Lista de especies más abundantes y su presencia temporal por punto de muestreo..... | 63 |
| Tab. 2 Valores del Índice de Shannon Wiener para la zona norte | 64 |
| Tab. 3 Valores del Índice de Shannon Wiener para la zona sur..... | 65 |
| Tab. 4 Valores de p de la Prueba t de Hutcheson para la zona norte | 66 |
| Tab. 5 Valores de p de la Prueba de t de Hutcheson para la zona sur..... | 66 |
| Tab. 6 Valores de p de la Prueba t de Hutcheson por temporada de la zona norte | 67 |
| Tab. 7 Valores de p de la Prueba de t de Hutcheson por temporada para la zona sur..... | 68 |

Índice de anexos

| | |
|---|-----|
| Anexo. 1 Tabla de nutrientes por temporada en los puntos de muestreo | 110 |
| Anexo. 2 Lista de especies y su distribución por temporadas en los puntos de muestreo | 111 |
| Anexo. 3 Especies más abundantes de diferentes clases de fitoplancton..... | 119 |

RESUMEN

Los Bajos de Galápagos son ecosistemas frágiles de gran importancia biológica, geológica y oceanográfica; sin embargo, la información actual sobre estas montañas submarinas es escasa. El fitoplancton, microalgas unicelulares, realiza varias funciones importantes en los ecosistemas marinos y uno de los requerimientos para que pueda crecer, es la presencia de nutrientes. Estos nutrientes son arrastrados por las corrientes hacia la superficie debido a su interacción con los Bajos que actúan como obstáculos. Para este estudio se muestrearon seis puntos alrededor de la Isla Santa Cruz de la siguiente manera: dos bajos ubicados en la zona norte junto con un punto control en medio de ambos bajos, y dos bajos en la zona sur más un punto control en medio de ambos. El objetivo fue determinar la influencia de estos ecosistemas sobre las comunidades fitoplanctónicas. Se recolectaron muestras de agua a cinco diferentes profundidades de la columna de agua con una botella Niskin para identificación y conteo de fitoplancton y para análisis de nutrientes; además, se tomaron los datos de temperatura, salinidad y máximo de fluorescencia con el CTD, en tres temporadas: lluviosa, transición y seca. Los resultados mostraron dominancia de *Pseudo-Nitzschia* cf. *delicatissima* en la temporada lluviosa y de transición y de *Corethron pennatum* en la temporada seca exclusivamente. Los análisis de diversidad (Índice Shannon) mostraron diferencias entre las localidades por temporada corroborado por el análisis de significancia (t de Student por Hutcheson); los resultados de clorofila mostraron acumulación en los puntos control. En los resultados de los factores abióticos, se observa que tanto en los bajos como en las zonas control, el nutriente dominante es el nitrógeno; mientras el fosfato y el silicato son nutrientes limitantes. La temperatura y salinidad mostraron que existió un evento de El Niño que afectó el Archipiélago. En conclusión, los Bajos tienen un efecto positivo sobre la abundancia de especies oportunistas que aprovechan las rápidas sucesiones creadas por la interacción de los bajos y las corrientes para dominar. Además, esta interacción influye, también, sobre las áreas cercanas ya que arrastran nutrientes y ayuda a la mezcla, este proceso es conocido como “el efecto de los Bajos”.

Palabras Claves: bajos, montañas submarinas, fitoplancton, Islas Galápagos, Isla Santa Cruz.

ABSTRACT

The small seamounts of the Galápagos Islands are fragile ecosystems of great importance in a biological, geological and oceanographic sense; however, there is a lack of updated information about them. The phytoplankton, single-cell microalgae, develops several important functions within the marine ecosystems and, in order to grow, one of their requirements is the presence of nutrients. These nutrients are dragged by currents towards the surface because of their interaction with obstacles as the small seamounts. For this study, six points were sampled around the Santa Cruz Island; two small seamounts in the north side plus a control point between them and the same in the south side. The objective is to determine the influence of the small seamounts of the Galápagos Island on the phytoplankton communities. Water samples were recollected with a Niskin bottle using five different depths of the water column for identification and counting of phytoplankton and for nutrient analysis in three different seasons: rainy, transition and dry, In addition to this, temperature, salinity and fluorescence maximum data was taken by the CTD. The results showed the dominance of *Pseudo-Nitzschia* cf. *delicatissima* in the rainy and transition seasons and the dominance of *Corethron pennatum* in the dry season; this last one was exclusive for this season. The analysis of diversity (Shannon index) showed variety among localities for season previously corroborated by the analysis of significance (Student's t distribution by Hutcheson); chlorophyll results showed an accumulation in the control points. In the results of abiotic factors, both, small seamounts and control areas are dominated by nitrogen presence while phosphate and silicate are limiting nutrients. The temperature and salinity showed that there was an event, El Niño, which affected the archipelago. In conclusion, the small seamounts have a positive effect on the abundance of opportunistic species that take advantage of the rapid successions created by the interaction of small seamounts and currents in order to dominate. Moreover, this interaction also influences surrounding areas by dragging nutrients and helping the mix, this effect is known as "Seamounts effect".

Keywords: small seamounts, seamounts, phytoplankton, Galápagos Island, Santa Cruz Island.

CAPITULO I

Introducción

Las montañas submarinas son elevaciones sumergidas de origen volcánico en su mayoría, cuya cumbre puede ser en forma de pico o aplanada y que no llega a romper la superficie del agua (Kiriakoulakis y Wolff 2005; Pitcher et al. 2007; Oceana 2010). Su formación se debe a erupciones efusivas de lava a través de la corteza oceánica donde una pequeña minoría está formada a partir de barro de serpentina, o por levantamientos tectónicos de bloques del fondo marino (Pitcher et al. 2007). Se levantan por encima de los fondos circundantes y forman hábitats únicos en todos los océanos del mundo. Estas elevaciones sumergidas pueden estar aisladas o formando archipiélagos (Oceana 2010), pero la distribución alrededor del suelo oceánico global no es uniforme y su predominio se localiza en el Océano Pacífico (Pitcher et al. 2007).

Las montañas submarinas tienen varias clasificaciones según diferentes criterios. Una de estas clasificaciones se basa en la profundidad de la cumbre tomando en cuenta criterios importantes para la regulación de la productividad biológica (Pitcher et al. 2007):

- **Montañas submarinas poco profundas:** Son aquellas que penetran la zona eufótica.
- **Montañas submarinas intermedias:** Son aquellas que son menos profundas que la capa profunda de dispersión durante el día pero no llegan a la zona eufótica.
- **Montañas submarinas profundas o montes submarinos:** son aquellas cuya cumbre está debajo de la capa profunda de dispersión.

Otra clasificación es en base a su altura, Pitcher et al. (2007) afirman que pueden ser grandes o pequeños, dependiendo de si la altura excede los 1500 m independientemente de la profundidad. Por otro lado Oceana (2010) explica que se clasifican en:

- **Montañas submarinas** si se elevan más de 1000 m desde el fondo de mar.
- **Montículos** cuando su altura está entre 500 m y 1000 m.
- **Bancos o bajos** cuando no alcanzan los 500 m. de altitud.

Las montañas submarinas además de ser estructuras que proveen un hábitat, crean efectos oceanográficos que promueven la productividad primaria (Coelho y Santos 2003). La intensidad de estos dependen de la escala, estratificación, rotación de la Tierra, estructura del flujo medio y la orientación de la montaña submarina (Roden 1986). Muchas características físicas de las montañas submarinas, la estratificación y las condiciones del flujo oceánico interactúan generando varias dinámicas locales como respuesta (White et al. 2007). Actúan como obstáculos para las corrientes de agua por lo que ayuda a la disipación de las mareas (Wessel 2007) y los flujos de marea energéticos juegan un papel importante en la generación de circulación de células residuales anticiclónicas (White et al. 2007). Dentro de los procesos afectados por la interacción de las montañas submarinas y las corrientes están incluidos la aceleración del flujo y el comprimido aerodinámico, deflexión de la isoterma, formación de remolinos, la intensidad de fondo de la columna Taylor, la reflexión interna de la ola, aumento en la turbulencia y mejora la mezcla vertical (Furuya et al. 1995; Coelho y Santos 2003; White et al. 2007).

El fitoplancton es el primer eslabón del proceso de producción de materia orgánica en los océanos, es la base de la cadena trófica marina siendo el alimento básico para los consumidores primarios influenciando de forma significativa la riqueza específica y biomasa de los demás niveles tróficos superiores (Platt et al. 1992, Ramírez et al. 2006). Así, el estudio de los productores primarios en muchos casos explica las dinámicas que se dan en niveles superiores de la cadena trófica (Ramírez et al. 2006). Las dinámicas físico-químicas oceánicas y climáticas afectan su hábitat, dando como resultado la presencia o ausencia de ciertas especies de fitoplancton (Chisholm 1992). Ackelson (1986) enfatiza la importancia de estudios de las floraciones fitoplanctónicas en las Islas Galápagos debido a su estrecha relación con las pesquerías comerciales, artesanales y su proyección en la Reserva Marina de Galápagos. Dado que en la Reserva Marina se encuentran una gran cantidad de bajos, estudiar el efecto de la presencia de los mismos sobre la diversidad y abundancia de las comunidades fitoplanctónicas a su alrededor contribuirá al entendimiento de su relevancia ecológica en los ecosistemas de aguas abiertas de Galápagos.

1.1 Antecedentes

Entre los estudios realizados en las Islas Galápagos sobre fitoplancton se puede citar el análisis de la distribución de organismos fitoplanctónicos como posibles indicadores del afloramiento originado por la Subcorriente Ecuatorial o Corriente de Cromwell, al oeste de las Islas Galápagos, donde la composición y abundancia del fitoplancton puede caracterizar el origen del agua aflorada, la intensidad del afloramiento y su dispersión en amplias áreas del océano (Jiménez 1980).

Durante el crucero realizado en las Islas Galápagos en los meses de septiembre y octubre de 1999 en cinco bahías de las Islas Galápagos, se registraron especies indicadoras

de afloramientos como *Chaetoceros curvisetus* alrededor de las islas Isabela y Floreana, mientras que en las islas San Cristóbal y Santa Cruz, por la diversidad de especies se evidenciaron zonas de mezcla, en especial con especies de condiciones cálidas tropicales como *Ceratocorys horrida*. La distribución y dominancia de especies presentaron una característica particular para cada una de las cinco Bahías: En Isabela fue dominante *C. curvisetus*; en Floreana con *Corethron criophilum*, *Striatella unipunctata*, *Coscinodiscus* sp., *C. radiatus*; San Cristóbal con dominancia de *C. radiatus*, *Planktoniella sol*, *Rhabdonema arcuatum*, *S. unipunctata*; Santa Cruz con *Coscinodiscus* sp., *P. sol*, *Chaetoceros affinis*, *Rhizosolenia hebetata*, *Oscillatoria* sp.; en Genovesa predominan *Chaetoceros cinctus*, *C. affinis*, *C. curvisetus*, *Thalassiosira subtilis* y *Pseudo-nitzschia delicatissima*. Estos resultados se asocian a la Corriente de Cromwell y por la Corriente de Humbolt y la presencia de ciertas especies da indicios de cambio estacional (Tapia y Torres 2000).

El análisis de muestras fitoplanctónicas de 20 estaciones para determinar la distribución y composición del fitoplancton en aguas costeras ecuatorianas hasta el oeste de las Islas Galápagos durante la Niña correspondientes a un Crucero Oceanográfico realizado por el Instituto Nacional de Pesca (INP) en septiembre del 2001 a lo largo de las costas del Océano Pacífico oriental (Región Niño 1+2), que comprende las costas de Chile, Perú y Ecuador. Se identificaron 92 especies, que correspondieron a 46 especies de diatomeas, 45 especies de dinoflagelados y 1 especie de cianobacterias. La diversidad de especies estaría asociada a la persistencia de las condiciones de La Niña y también, en la influencia que tiene estas condiciones oceanográficas en la composición, distribución y abundancia de las especies del fitoplancton para esta época del año (Torres 2010).

Dentro del proyecto de Indicadores Biológicos en diferentes ambientes marinos del Ecuador se realizó una investigación durante el afloramiento de agosto de 2000, donde se

descubrió que los productores primarios evidenciaron la posición del afloramiento, el cual está al sudoeste de Galápagos, existiendo fluctuaciones en la sucesión de especies dominantes asociadas a las condiciones físico-químicas de las Islas Galápagos. Se destaca la presencia de especies asociadas a la Corriente de Humboldt. La biomasa celular estuvo representada por *Pseudo-nitzschia delicatissima*, especie responsable de alta fertilidad del agua. También se registraron especies de aguas cálidas y atípicas para el mes de agosto hacia el norte del área de estudio (Torres y Tapia 2002).

En el estudio de la distribución y composición del plancton alrededor de las Islas Galápagos durante el crucero oceanográfico efectuado en mayo del 2004, se identificaron 58 especies de fitoplancton mostrando dominancia de las diatomeas y en menor cantidad los dinoflagelados, cocolitofóridos, silicoflagelados, cianobacterias y tintinnidos. Para las tres secciones de estudio se registra la presencia de *Rhizosolenia hebetata* y *Thalassiosira subtilis* indicadoras de masas de agua frías y oceánicas; asociadas a estas se observó la presencia poco usual de *Planktoniella sol* y *Asterompalus brookiie*, diatomeas típicas de masas de Aguas Tropicales Superficiales, con máxima distribución de norte a sur del área de estudio. Se destaca una amplia distribución alrededor de las islas de la especie *Sagitta pacifica*, quetognato asociado a masas de Aguas Tropicales Superficiales (Tapia y Naranjo 2005-2006).

1.2 Planteamiento del problema

Las investigaciones sobre productividad marina en las Islas Galápagos son escasas y se encuentran enfocadas hacia el oeste de las islas (Jiménez 1980). Las especies que forman los diferentes niveles tróficos cambian con el área geográfica y su estructura es además

variable con el tiempo y regulada en términos del hábitat ecológico por distribución térmica, disponibilidad de alimento, etc. (Nybakken 1993).

En los límites externos de la plataforma de Galápagos se encuentran los bajos. La información que se tiene sobre estos sitios solo confirma que son estructuras geológicas sumergidas (Parque Nacional de Galápagos 1998, Dirección del Parque Nacional Galápagos 2014) y actualmente hay un gran vacío de información acerca de su importancia en términos de las dinámicas ecológicas de estas zonas.

1.3 Justificación

Los bajos en Galápagos, a pesar de localizarse en los trópicos, son una de las zonas más productivas en la región, contrario a las condiciones de poca productividad típicas de aguas abiertas tropicales (Tapia 2004). Esto se debe a que Galápagos es un punto de encuentro de corrientes con diferentes características físico-químicas convirtiendo a los “bajos” en zonas de alta productividad ideales para la alimentación, reproducción y refugio de muchas especies. Además, los nutrientes atraídos por la Corriente de Cromwell enriquecen las aguas en las cuales abunda el fitoplancton (Tapia 2004).

Los “bajos” son de gran interés biológico, geológico y oceanográfico (Allain et al. 2008). Biológicamente, son de gran importancia para la existencia de las aves y mamíferos nativos y endémicos de Galápagos. Son las principales zonas de alimentación de las especies costeras como lobos, aves o tortugas marinas y especies marinas como atunes, picudos y tiburones (Parque Nacional Galápagos 1998). Geológicamente, la abundancia y la distribución de montañas marinas proporcionan información sobre la formación de lecho

marino (Batiza 1982, Smith y Jordan 1988, Hillier y Watts 2007). Oceanográficamente, tienen un impacto sobre la circulación de las masas de agua (White et al. 2007) y conocer su posición correcta ayuda a pronosticar la propagación de tsunamis (Mofjeld et al. 2001).

Los bajos son ecosistemas extremadamente frágiles (Clark y Koslow 2007) y muchas especies nativas y endémicas dependen en su totalidad de estos ecosistemas y otras especies dependen de los procesos evolutivos y ecológicos terrestres que tienen relación directa con el mar (Parque Nacional Galápagos 1998, Clark y Koslow 2007) por lo que su conservación es necesaria. Además, la ampliación del conocimiento sobre “los bajos” es importante para entender su valor ecológico específico (Parque Nacional de Galápagos 1998).

1.4 Objetivos

1.4.1 Objetivo General

- Determinar el efecto de “los bajos” en la estructura y composición de las comunidades fitoplanctónicas al norte y sur de la Isla Santa Cruz durante las temporadas seca, transición y húmeda.

1.4.2 Objetivos Específicos.

- Determinar las características físicas (temperatura y salinidad) y químicas (Fosfatos, Nitratos y Silicatos) en cada punto de muestreo durante las temporadas seca, transición y húmeda.

- Determinar la estructura y composición taxonómica de las comunidades fitoplanctónicas de “los bajos” al norte y sur de la Isla Santa Cruz durante las temporadas seca, transición y húmeda.
- Determinar la biomasa de las comunidades fitoplanctónicas en cada punto de muestreo durante las temporadas seca, transición y húmeda.

CAPÍTULO II

Metodología

2.1 Área de Estudio

La provincia de Galápagos o archipiélago de Colón es un conjunto de 243 islas e islotes situados a 972 Km (525 millas náuticas) al oeste de la costa ecuatoriana (Figura 1), entre las coordenadas 01°40' N 01°36' S; 089°16' y 092°01' W, atravesadas por la línea ecuatorial (Dirección del Parque Nacional Galápagos 2014).

La Isla Santa Cruz (Figura 1) es una de las más grandes e importantes del Archipiélago de Galápagos, es de forma más o menos circular y tiene aproximadamente 985.22 km² de superficie (Dirección del Parque Nacional Galápagos 2014). El único puerto de esta isla es Puerto Ayora que está situado al sur en la Bahía Academia. Las mareas son de tipo semidiurna con una amplitud promedio de 1.7 m (INOCAR 2005).

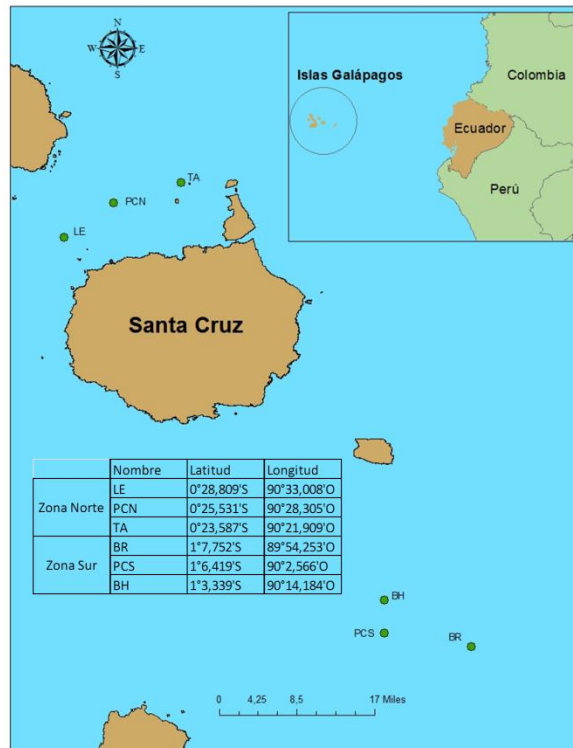


Figura 1. Puntos de muestreo y sus coordenadas. El muestreo se realizó en los bajos alrededor de la Isla Santa Cruz, una de las islas más grandes e importantes de las Islas Galápagos. Galápagos se encuentra en el Océano Pacífico frente al Ecuador, un país ubicado en Sudamérica entre Colombia al Norte, Perú al Este y Sur y el Océano Pacífico al Oeste. Los puntos verdes representan los bajos y un punto control ubicado en medio de los bajos. Zona norte: LE: Bajo "La Estampa", PCN: Punto Control Norte y TA: Bajo "Tiburón Arrecho". Zona Sur: BH: Bajo "Hancock", PCS: Punto Control Sur y BR: Bajo "Ruso".

2.2 Ubicación de los Puntos de Muestreo

Se establecieron seis puntos de muestreo cercanos al norte y sur de la isla Santa Cruz. Se escogieron dos bajos por zona más un punto control entre los bajos (Figura 1). En la zona norte los puntos seleccionados fueron La Estampa (LE), Tiburón Arrecho (TA) más el punto control (PCN) y en la zona sur fueron Bajo Ruso (BR), Bajo Hancock (BH) más el punto control (PCS).

2.3 Muestreo

La fase de campo consistió en dos salidas por mes en tres meses diferentes durante el periodo de abril a octubre de 2015. El punto exacto de extracción de la muestra se determinó procurando tener una profundidad entre 55 a 60 m desde el fondo hasta la superficie utilizando una sonda para evitar estar sobre la cumbre y lanzar un sensor CTD (Conductivity, Temperature and Depth) Seabird SBE 19 Plus V2 equipado con un sensor de fluorescencia (WETLabs) hasta una profundidad de 50 m medidos en el cabo que sujetaba el sensor (Figura 2a). Con el CTD se determinó la temperatura, salinidad y la profundidad donde se encontraba el máximo de fluorescencia. La medida de máximo de fluorescencia se obtuvo en los meses de abril y octubre y en el mes de junio se utilizó las profundidades del mes de abril.

Para la recolección de las muestras de agua se usó una botella Niskin (Figura 2b) que se lanzó a 5, 10, 20, 30, 40 m de profundidad entre las cuales se incluía el máximo de fluorescencia. Estas profundidades fueron seleccionadas partiendo del máximo de fluorescencia con el objetivo de describir la columna de agua. Las profundidades de cada muestra fueron determinadas en forma vertical de la embarcación estacionaria. El agua recolectada se colocó a la sombra y las muestras fueron fijadas en el laboratorio.

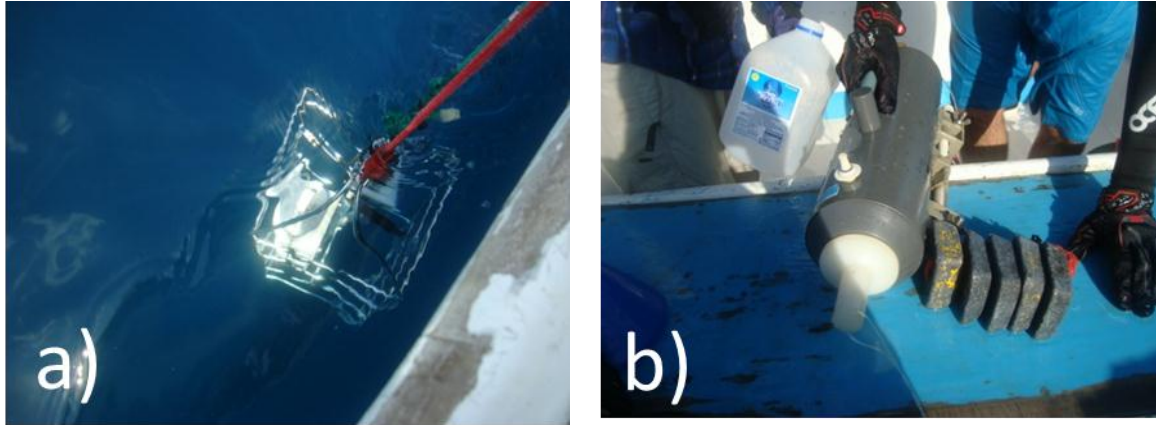


Figura 2. CTD (a) y Botella Niskin (b). El CTD se lanzó a 50 m de profundidad para medir temperatura, salinidad y máximo de fluorescencia. La botella Niskin se lanzó a cinco diferentes profundidades con sus compuertas abiertas hasta llegar a la profundidad deseada y se lanzaba el peso para cerrar las compuertas y recolectar la muestra de agua.

2.4 Identificación y determinación de abundancia y diversidad del fitoplancton

Para identificación de fitoplancton se obtuvo una muestra por cada una de las 5 profundidades por punto de muestreo. Se colocó parte de las muestras de agua en frascos de 300 ml color ámbar hasta el inicio del cuello de la botella y se fijó con 4 ml de lugol. Se utilizó el método de Utermöhl (1958) para el conteo e identificación de fitoplancton; se colocó la muestra fijada en una cámara de sedimentación de 50 ml durante al menos 12 horas para que las células se asienten al fondo de la misma (Figura 3a), posterior a esto se procedió a su análisis con un microscopio invertido Olympus CKC equipado con magnificaciones de 10, 20 y 40x (Figura 3b). Para la identificación taxonómica de las diferentes microalgas se utilizaron catálogos de Potts (1980), Jiménez (1983), Larsen (1994), TANSU (1998-2012), Oyadomari (2001-2011), Wagner (2002-2016), LUMCONS (2005-2007), Al-Kandari et al. (2009), Hernández et al. (2010), López et al. (2010), Min Yun y Hwan Lee (2010), Agriculture and Agri-food Canada y Agri-environment Services Branch (2011), Dimar-CIOH (2011), Gárate et al. (2011), Gómez et

al. (2011), Deuk et al. (2012), Van Patten et al. (2012), Espinoza et al. (2013), Maciel y Hernández (2013), Noga et al. (2013), Gárate (2014), Gárate (2014), Muciño et al. (2015), entre otras. Para confirmar si el nombre estaba actualizado y si la especie era marina o de agua dulce, se utilizó los recursos web Algabase (<http://www.algaebase.org/>) y World Register of Marine Species (<http://www.marinespecies.org/>), además del recurso Datazone de la página de la Estación Científica Charles Darwin (<http://www.darwinfoundation.org/datazone/>) para confirmar su presencia en las Islas.



Figura 3. Montaje de la cámara de sedimentación Utermöhl (a) e Identificación de las muestras (b). Para el montaje de la cámara de sedimentación se pone vaselina en la base de la cámara y en la base del tubo de sedimentación, se unen ambas bases haciendo presión para que no quede espacios y no se filtre el agua; se pone el agua de muestra y se pone vaselina la tapa de vidrio para que no deje entrar aire y el volumen de agua se exactamente 50 ml. Después de 12 hrs de sedimentación, se retira el tubo de sedimentación para observar la muestra. La identificación se la realiza en un microscopio invertido mientras se registra la especie en fotografía y el número de individuos de la misma.

2.5 Análisis de datos físicos

Los datos de temperatura, salinidad y fluorescencia colectados con el CDT Seabird SBE Plus V2 fueron descargados y procesados con los programas Seaterm V2, Seasave V7 y SBE Data Processing (Seabirds Electronics, USA) siguiendo los protocolos dados por el

fabricante. Los gráficos fueron realizados usando el programa Ocean Data View 4.7.7 (Schlitzer 2015).

2.6 Análisis de nutrientes

En el laboratorio húmedo de Biomar en la Estación Científica Charles Darwin se tomaron muestras para nutrientes e identificación de fitoplancton el mismo día que se llevó a cabo la fase de campo.

Para la obtención de muestras para nutrientes se filtró 300 ml de agua a cada una de las profundidades muestreadas utilizando filtros de fibra de vidrio Whatman de 25 mm de diámetro (Figura 4). El agua filtrada se congeló para posterior análisis.



Figura 4. Sistema de filtración para nutrientes. El filtro se conformó de un embudo conectado a un tubo donde se ponía el filtro mientras una bomba empujaba el agua. Se filtró el agua de las diferentes profundidades de los puntos de muestreo la cual se congeló para el análisis posterior.

Los análisis de nutrientes se llevaron a cabo en los laboratorios de Química Analítica de la ESPOL (Figura5a). Se analizaron los grupos fosfato (PO_4^{-3}), nitrato (NO_3^-),

nitrito (NO_2^-) y silicato (SiO_2) con protocolos tomados del libro Standard Methods (Rice et al. 2012) (Figura 6). Para análisis de fosfato se utilizó el protocolo de Phosphorus 4500-P: D. Stannous Chloride Method 4-154, el cual se basa en la formación de ácido molibdofosfórico y su reducción con el cloruro estannoso; la reacción genera un coloreado azul de molibdeno. Se utilizaron tres reactivos: 1) reactivo I molibdato de amonio, 2) reactivo I de cloruro de estannoso, y 3) solución estándar de fosfatos. Para la preparación de los reactivos 1 y 2 se utilizaron los componentes químicos a la mitad para hacer 50 ml. Para la curva de calibración se realizaron diluciones con concentraciones de 0,01; 0,03; 0,05; 0,07; 0,09 ppm de la solución estándar de fosfato. Tanto para las muestras recolectadas (llamadas muestras problema por ser el objeto de estudio) como los estándares, se tomó 25 ml de solución y se colocó en tubos de ensayo. Luego se añadió 1 ml de la solución de molibdato de amonio a cada tubo y 3 gotas de cloruro estannoso, se agitó hasta homogenizar y se las dejó reaccionar en la obscuridad durante 12 minutos. Se observó que las soluciones toman una coloración azul y para finalizar, se realizó la lectura de absorbancia en un espectrofotómetro Unico 1 100 Spectrophotometer (Figura 5b) a una longitud de onda de 690 nm. Después se transformaron las absorbancias a concentraciones con una curva de calibración. El límite inferior de detección de este método es de 3 $\mu\text{g/L}$ de P.

Para medir nitratos se utilizó el protocolo Nitrate 4500- NO_3 -B. Ultraviolet Spectrophotometric Screening Method 4-122 del Standard Methods (Rice et al. 2012), este protocolo necesita que la muestra no tenga la presencia de sólidos suspendidos que pueden alterar el sistema de coloración y por ende dificultar la lectura de nitratos. Los reactivos que se utilizaron fueron 1) 1 N Ácido clorhídrico (HCl) para acidificar la muestra como prevención de interferencias de hidróxidos o carbonatos en concentraciones mayores a 1000 mg y 2) Solución estándar de Nitrato con concentración de 100 $\mu\text{g NO}_3^-$ -N en 1 ml. A partir de la solución estándar de nitrato se realizó una solución intermedia de nitrato para poder formar las diluciones estándares para la curva de calibración. Las concentraciones para la curva fueron 1; 1,5; 2; 2,5; 3 ppm. Tanto para las muestras problema como los

estándares, se tomaron 25 ml y se los puso en matraces, se los aforó con agua destilada a 100 ml, se agregó 0,5 ml de HCl y se agitó hasta homogeneizar. En algunos casos las muestras no pudieron ser leídas por el espectrofotómetro (Figura 5b) debido a la baja concentración de nitrato, por lo que se repitió el procedimiento pero esta vez se tomó 50 ml de la muestra problema, se le aforó a 100 ml con agua destilada y se agregó 1 ml de HCl. Se midió la absorbancia de cada muestra a 250 nm de longitud de onda.

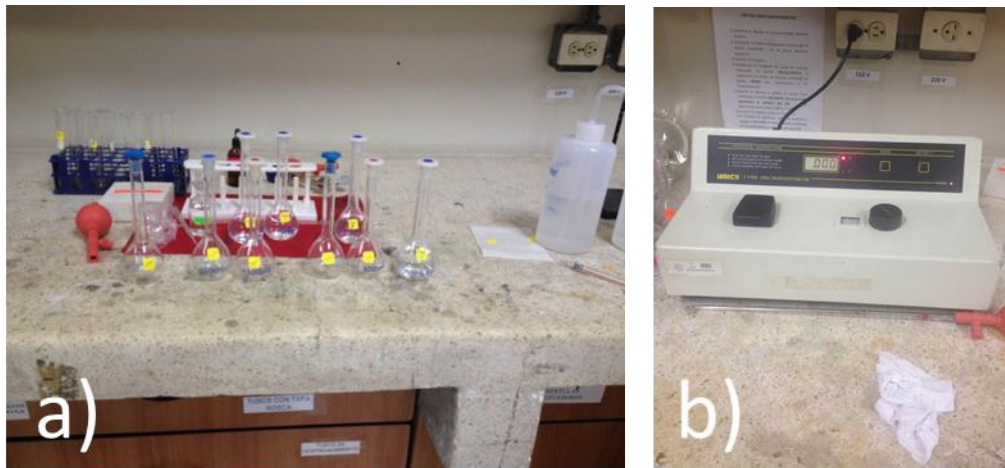


Figura 5. Materiales del Laboratorio de Química para el análisis de nutrientes. Para las disoluciones y diluciones se utilizaron varios elementos de vidrio y plástico. El espectrofotómetro se utilizó para la medición de la absorbancia de fosfato y silicato.

El protocolo para medir nitritos fue Nitrite 4500-NO₂. Colorimetric Method 4-120 del Standard Methods (Rice et al. 2012). Los reactivos utilizados fueron: 1) reactivo del color o de Griess, 2) 0,025 M oxalato de sodio, 3) 0,05 M sulfato ferroso de amonio y 4) solución stock de nitrito; todos los reactivos se prepararon en el laboratorio siguiendo las indicaciones del método. Primero se realizaron las disoluciones estándares para la curva de calibración que fueron 0,01; 0,015; 0,020; 0,025 y 0,030 ppm. Después se comprobó que el pH de las muestras estuviera entre 5 y 9, de no ser ese el caso, este se ajustó con 0,05 M NH₄OH. Se tomaron 50 ml de muestra y de estándares, se agregó 2 ml del reactivo de color y se mezcló hasta homogeneizar, tornándose las muestras a un tinte color rojo púrpura.

Entre 10 min a 2 hrs después se midió la absorbancia en el espectrofotómetro (Figura 5b) a 543 nm. La mayoría de las muestras no pudieron ser leídas debido a sus bajas concentraciones.

Para la medición de silicatos se aplicó el protocolo de Silica 4500-SiO₂ C. Molybdosilicate Method 4-167. Los reactivos que se utilizaron fueron 1) 1 N ácido sulfúrico, 2) 1 ml de ácido clorhídrico 1+1, 3) 0,01 g/ L molibdato de amonio, 4) 0,075 g/L solución de ácido oxálico, 5) 10 µg/ mL solución estándar de sílice y 6) soluciones permanentes de color. Primero realizamos estándares de color permanente para comparación visual siguiendo las indicaciones del libro Standard Method (Rice et al. 2012), para este paso usamos tubos de plástico ya que el vidrio puede aportar sílice a las muestras. Luego se tomó 50 ml de la muestra y de los estándares y se colocaron en matraces aforados; en una sucesión rápida, se les puso 1 ml de HCl 1+1 y 2 ml de molibdato de amonio. Se agitó por lo menos seis veces y se les dejó reposar entre 5-10 min. Después se les añadió 2 ml de solución de ácido oxálico y se volvió a mezclar. Al término de 2 min se empezó la comparación de color con el preparado de color permanente y la medición en el espectrofotómetro (Figura 5b) a una longitud de onda de 410 nm. Las disoluciones estándares para la curva de calibración fueron 0,01; 0,025; 0,05; 0,075; 0,1; 0,125 ppm.

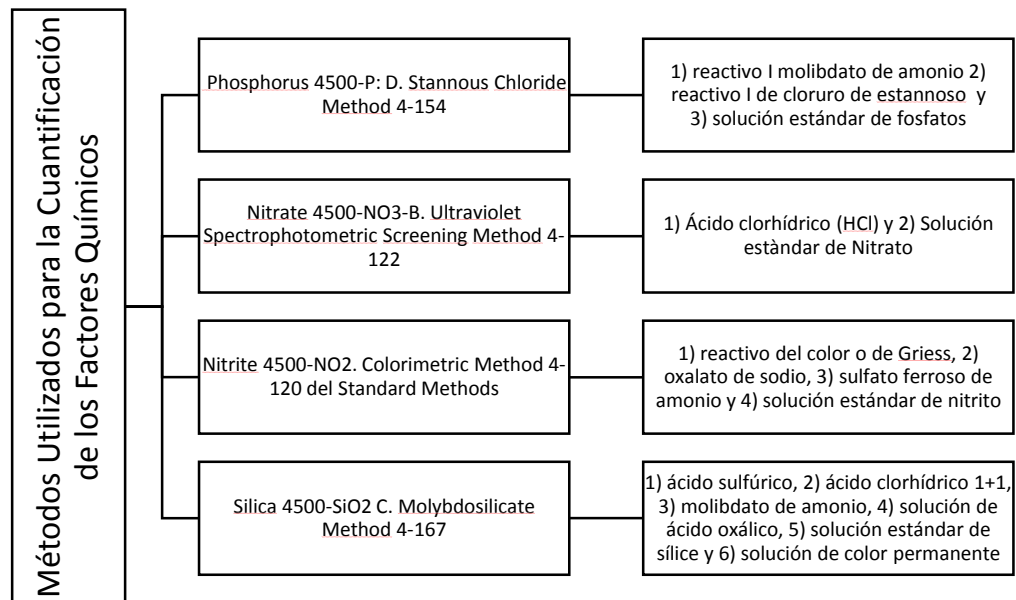


Figura 6. Diagrama de los métodos utilizados para la cuantificación de los factores químicos. Los procedimientos fueron tomados del Standard Methods (Rice et al. 2012).

2.7 Análisis de Datos

Para expresar la abundancia fitoplanctónica se estimó el número de células de fitoplancton. Se determinó el número de células en la cámara utermöhl por unidad de volumen de muestra según la siguiente fórmula:

$$N = \frac{(Z * A)}{(a * V)}$$

Donde Z es el número de células contadas, A es el área total de la placa inferior, V es el volumen de la muestra definida por la cámara y a es el área de la rejilla para el diámetro de los objetivos: $l * w$, $l=25\text{mm}$ y $w =$ depende de la magnificación del microscopio (Ruzyokl et al.).

El Índice de Diversidad que se utilizó fue el Índice de Shannon-Wiener. Este índice sirve para determinar los patrones de biodiversidad de las especies de los puntos de muestreo (Escobar 2012). La fórmula es:

$$H' = - \sum p_i * \ln p_i$$

Donde p_i es la proporción de individuos con los que una especie aporta al total de individuos del sistema. Los valores de H' se evalúan entre 0 a 5. Los valores que van de 0,1 a 1,5 se consideran como sitios de baja diversidad, los de 1,6 a 3 son considerados de mediana diversidad y de 3,1 a 5 se consideran sitios de alta diversidad (Yáñez 2010).

Para evaluar si existe diferencia significativa en la diversidad se calculó la prueba de t de Hutcheson (Magurran 1988, Zamorano y Leyte Morales 2005, Alanís Rodríguez et al. 2016) empleándose exclusivamente el Índice de Shannon en las comparaciones estadísticas. La fórmula es:

$$t = \frac{H'_1 - H'_2}{(VarH'_1 + VarH'_2)^{\sqrt{2}}}$$

Donde H'_i es el Índice de Shannon del área i , $VarH'_i$ es la varianza de la diversidad de la muestra i (Magurran 1988, Zamorano y Leyte Morales 2005, Alanís-Rodríguez et al. 2016). El alfa es de 0,05. Si $p < 0,05$ se acepta la hipótesis alternativa la cual dice que al menos uno de los promedios o medias de los grupos comparados es diferente, si no es así se acepta la hipótesis nula donde todos los promedios de los grupos comparados son estadísticamente similares (Yáñez 2010)

CAPÍTULO III

Marco Teórico

3.1. Los Bajos en Galápagos

Las Galápagos están formadas por volcanes de la dorsal de Carnegie, la cual descansa sobre la placa de Nazca, y limita con la placa Pacífica al oeste y la de Cocos al norte. Esta dorsal se extiende desde las Islas Galápagos a las trincheras a lo largo de América Central y del Sur, donde están siendo subducidas (Werner et al. 1999, Piu 2001).

En los límites externos de la plataforma de Galápagos existen montañas volcánicas submarinas conocidas como bajos, que se elevan hasta alcanzar casi 100 m bajo la superficie del mar, rodeados de aguas de entre 2.000 a 4.000 m (Dirección del Parque Nacional Galápagos 2014).

En Galápagos, los bajos son una de las zonas más productivas en la región, ideales para la alimentación, reproducción y refugio de muchas especies. Esta situación atípica en aguas abiertas tropicales se explica por la ubicación del Archipiélago, lugar donde se encuentran corrientes marinas cálidas y frías. Entre las especies marinas que habitan los bajos están: Delfín nariz de botella (*Tursiops truncatus*), pez espada o picudo (*Xiphias gladius*), manta raya (*Manta birostris*), palometa (*Seriola rivoliana*), tiburón de Galápagos (*Carcharhinus galapagensis*), tiburón martillo (*Sphyrna lewini*), atún de aleta amarilla (*Thunnus albacares*) y barracuda (*Sphyraena idiaestes*), bacalao (*Mycteroperca olfax*), gringo (*Parathias colonus*), anchoa (*Anchoa* sp.), guajo (*Acanthocybium solandri*), otros organismos son invertebrados marinos como la langosta espinosa azul (*Panulirus gracilis*)

y equinodermos como erizos de mar (Clase Echinoidea) y pepinos de mar (Clase Holothuroidea), entre otros (Nicolaidis et al. 2002, Coloma 2007, Baque et al 2012).

3.1.1 Afloramiento en las Islas Galápagos

Los afloramientos en las Islas Galápagos tienen origen de dos formas diferentes 1) la primera está asociada con la divergencia inducida por los vientos continuos provenientes del oeste con los vientos del noreste y sudeste que crean un transporte polar Ekman en ambos hemisferios resultando en el afloramiento de aguas frías ricas en nutrientes provenientes de entre 100 m de profundidad (Wyrcki 1981, Tapia y Naranjo 2012); 2) la otra forma está asociada a la Subcorriente Ecuatorial que al entrar a las islas colisiona con la I. Isabela y de forma desorganizada es inducida a la superficie y se distribuye por todas las islas (Houvenaghel 1984; Tapia y Naranjo 2012).

3.1.1.1 Afloramiento en los bajos

Los bajos representan obstáculos para las corrientes locales (Wessel 2007) creando afloramientos localizados, levantando nutrientes como nitratos y fosfatos, desde lo profundo hasta la superficie, que son importantes para el crecimiento del fitoplancton (Coelho y Santos 2003). Proudman (1916) y Taylor (1917) plantearon un concepto teórico para un flujo estable y homogéneo que se forma en una montaña submarina. Bajo la influencia de la rotación de la Tierra, se forma un fenómeno conocido como Columnas Taylor que son características de flujo creadas cuando el agua fluye a través de la montaña submarina formando un patrón de flujo anticiclónico aislado que fuerza el agua hacia arriba, creando una columna vertical de afloramiento que llega a la superficie (Rizk y Ryan

2006, White et al. 2007). La salida a la superficie forma una capa Taylor que es una masa de agua estacionaria en la superficie donde se agrega el plancton (Rizk y Ryan 2006). Las columnas Taylor se forman en condiciones de una corriente fuerte constante, pero en el entorno real del océano, la estratificación, la variabilidad en la velocidad actual y la dirección, la turbulencia y la forma irregular de las montañas submarinas perturban las condiciones de flujo ideales para su formación, dando lugar a patrones más complejos y que estos solo sean transitorios (Rizk y Ryan 2006, White et al. 2007). Otros fenómenos que también actúan son el viento, el movimiento a gran escala de las corrientes, los contrastes de densidad entre diferentes masas de agua, y la topografía, así como remolinos locales, meandros de activación o patrones dipolares (Rizk y Ryan 2006).

3.1.2 Corrientes Marinas en las Islas Galápagos

El Archipiélago de Galápagos se encuentra influenciado por un complejo sistema de circulación marina, siendo un punto de convergencia para varias corrientes del Pacífico que poseen diferentes características (Piu 2001, Lucero 2000). El flujo dominante es hacia el oeste: Corriente Sur-ecuatorial (CSE), Corriente Nor-ecuatorial (CNE) y Corriente del Perú (Kuhn 2010).

La principal corriente superficial en el Pacífico Tropical es la Corriente Ecuatorial del Sur o Sur-ecuatorial (CSE), que fluye en dirección este-oeste del Pacífico con una velocidad media de 40 cm/s. Recibe aportes de aguas tropicales cálidas desde el norte de la corriente Nor-ecuatorial a través de la corriente de Panamá y aportes de aguas frías de la corriente de Perú proveniente del sur, bañando toda la región de las Islas Galápagos la mayor parte del año y es considerada relativamente pobre en nutrientes (Chavez y Brusca 1991, Piu 2001, Coloma 2007).

La Corriente de Panamá (aguas tropicales) es una extensión de la contracorriente nor-ecuatorial que se desvía al suroeste desde América Central (Coloma 2007). Es un flujo de aguas superficiales tropicales pobre en nutrientes de aguas cálidas (Chavez y Brusca 1991). Domina en la estación caliente (diciembre-junio) (Coloma 2007).

La Corriente de Perú es una extensión de aguas frías influenciada por la corriente costera de Perú o de Humboldt, que fluye desde el sur a norte bordeando Sudamérica, y la oceánica de Perú, ambas acarreadas por los vientos alisios desde el sureste hacia el norte del archipiélago (Wyrski 1967, Coloma 2007). Predomina en la temporada fría o de garúa (mayo–noviembre), con una temperatura promedio del agua de 20–22 °C; alcanzando su mayor valor en agosto y septiembre (Coloma 2007). Esta corriente al llegar al norte del Ecuador se une al sistema de la Corriente Sur-ecuatorial.

Se han identificado tres grandes subcorrientes hacia el este en la zona ecuatorial: la subcorriente Ecuatorial y las subcorrientes del norte y sur (Chavez y Brusca 1991). La Subcorriente Ecuatorial o Corriente de Cromwell, que fluye con dirección este, es posiblemente la más importante por su capacidad para dispersar aguas frías y ricas en nutrientes de manera alternada, creando zonas de afloramientos locales y el enriquecimiento de nutrientes en las capas superficiales (Piu 2001). Se origina en el Pacífico oeste en respuesta compensatoria al flujo de la CSE (Kuhn 2010). Esta corriente ha sido evidenciada entre los 2°N y los 2°S a 250 m de profundidad con salinidades de ~35 UPS y temperaturas de 12°C-14°C con velocidades mayores a 1 m/s (Lukas 1985, Kuhn 2010)

La Contracorriente Ecuatorial que fluye hacia el este a medida que se acerca a Centroamérica se bifurca en dos ramales uno hacia el norte y otro hacia el sur alrededor del domo de Costa Rica (Endfield 1975)

3.1.3 Estacionalidad en las Islas Galápagos

El clima en Galápagos refleja condiciones oceanográficas y atmosféricas a gran escala en el Pacífico Tropical Oriental (Chaves y Brusca 1991). Varios son los factores moderadores del clima: la situación geográfica, las corrientes marinas, la formación geológica, los vientos, la altitud y por último el régimen pluvial y la temperatura (INOCAR 2005). En Galápagos el ciclo anual de temperaturas incluye una temporada caliente-húmeda y una temporada fría-seca (Garúa) (Chavez y Brusca 1991)

Durante los meses de garúa (mayo a noviembre) la temperatura ambiental en las costas es de 22° C. de promedio, el viento es constante y frío desde el S. y SE., las lloviznas o garúas se suceden todo el día acompañadas de densas neblinas que ocultan las islas (INOCAR 2005). Esta temporada se caracteriza por el fortalecimiento de los vientos alisios que aumentan los aportes de aguas frías (18°C-20°C) de la Corriente del Perú y de la Subcorriente Ecuatorial, siendo el flujo dominante al oeste (Kuhn 2010). Las corrientes marinas frías promueven la disminución de la temperatura superficial del mar, además de la temperatura y las precipitaciones en las tierras adyacentes. Estas corrientes al llegar a tierras que por su latitud tienen temperaturas más elevadas y sobre ellas se encuentran masas de aire frío marítimo, disminuyen la humedad relativa lo que resulta en ausencia de precipitaciones y el apareamiento de abundante bruma (Alonso 1999, VanderVeer et al. 2008).

Las condiciones del mar en esta temporada se caracterizan por temperaturas superficiales que fluctúan entre los 21°C al sur y 23°C al noreste; en el suroeste de la I. Isabela se observa un parche de agua con baja temperatura (< 20°C) como resultado del afloramiento, además de la presencia de una lengua de agua cálida (> 23°C) proveniente del noreste asociada a la Corriente de Panamá. Subsuperficialmente se destaca una termoclina entre los 20 y 40 m de profundidad en los 92° W y 89°W. La Salinidad se encuentra entre valores mayores a 34,8 UPS en el extremo sur y menos a 34,4 psu hacia el norte. De este a oeste se destaca núcleos de alta salinidad con valores de 35,1 psu ubicados entre 30 y 100 m de profundidad posiblemente relacionado con la Subcorriente Ecuatorial (Lucero 2002)

En la estación de calor (diciembre a fines de mayo), la temperatura del ambiente sube a 25°C de promedio, el viento es leve, el mar está calmado, las lluvias fuertes son esporádicas y brilla el sol con mucha fuerza (INOCAR 2005). En esta temporada, el debilitamiento de los vientos permite la advección de las aguas cálidas (>25°C) de la Corriente Nor-ecuatorial hacia el sur, con el aumento de temperatura en todo el Archipiélago (Kuhn 2010). Las corrientes cálidas aumentan la humedad relativa por la evaporación, permitiendo el paso de la formación de nubes y el aumento de precipitaciones, además del aumento de la temperatura en tierra (Alonso 1999).

Las condiciones del mar en esta temporada se caracterizan por aguas cálidas provenientes del noreste y sur con temperaturas de 25°C y 21°C al oeste de la I. Isabela siendo los menores rangos de temperatura. La temperatura subsuperficial tiene una isoterma de 15°C ubicada entre los 8 y 150m de profundidad al oeste y este. La salinidad está definida por aguas tropicales provenientes de noreste con valores de 33,5 psu y aguas subtropicales provenientes del sureste con valores de 34,5 psu (Lucero 2002).

3.2 Fitoplancton

Los océanos cubren el 70% de la superficie terrestre y en ellos se encuentran millones de algas microscópicas unicelulares que se conocen como fitoplancton (del griego Phyto= planta, Plankton: a la deriva) (Hallegraeff 2002). El fitoplancton son organismos fotosintéticos compuestos en su mayoría por algas marinas microscópicas que viven flotando en la columna de agua sobre los 200 metros donde entra la luz del sol para realizar la fotosíntesis y existe presencia de nutrientes como el fósforo y nitrógeno que son importantes para su crecimiento (Hallegraeff 2002, Coloma 2007, Suthers y Rissik 2009). Su rango de medida puede ser de los 1/1000 de un milímetro a 2 milímetros (Hallegraeff 2002) con pocas taxas que llegan a los 4 milímetros de largo (Ajani y Rissik 2009). Se caracterizan por tener altas tasas de crecimiento y reproducción. Se los considera buenos bioindicadores por su rápida respuesta a los factores ambientales debido a sus ciclos cortos de vida (Proyecto Valentines 2011). Cuando se dan las condiciones adecuadas en la columna de agua, las poblaciones del fitoplancton crecen muy rápido y se estima que son capaces de renovarse en un período de 1 a 3 días (Escribano y Castro 2004).

Las algas son talofitas, es decir carecen de raíces, tallos y hojas y poseen “clorofila a” como su pigmento primario. Estos organismos presentan gran variedad de formas, pigmentación y estructura celular como adaptaciones al ambiente marino (Hallegraeff 2002). Se pueden observar dos tipos de células fitoplanctónicas: procariotas y eucariotas. Las células procariotas no tienen orgánulos de membrana acotada (plastos, mitocondrias, núcleos cuerpos de Golgi, y los flagelos) y son conocidas como cianobacterias. El resto de las algas son eucariotas y tienen orgánulos. Las eucariotas son a menudo rodeadas por una pared celular compuesta de polisacáridos (Lee 2008).

Para poder utilizar la energía solar, el fitoplancton produce varios tipos de pigmentos para absorber una gama más amplia de longitudes de onda. Esta diferencia de combinaciones de pigmentos se refleja en los nombres de las divisiones taxonómicas de algas, así como en sus relaciones evolutivas. Los pigmentos son compuestos químicos que absorben determinadas longitudes de onda de la luz visible y reflejan los otros colores que vemos (Ajani y Rissik 2009).

En su alimentación se distinguen dos formas: autótrofos o heterótrofos. Si son autótrofos, utilizan compuestos inorgánicos como fuente de carbono (Lee 2008), es decir, convierten el dióxido de carbono en moléculas orgánicas complejas, como azúcar o proteína (Redden et al. 2009). Pueden ser fotoautótrofos que significa que utilizan la luz como fuente de energía o quimioautótrofos que oxidan compuestos inorgánicos para conseguir la energía. Si son heterótrofos, las algas utilizan compuestos orgánicos para el crecimiento. Pueden ser ftoheterótrofos que utilizan la luz como una fuente de energía o quimioheterótrofos que oxidan compuestos orgánicos para la energía; también pueden ser fagocíticos que absorben el conjunto de partículas de alimentos en vesículas para la digestión, o pueden ser osmotróficas que absorben nutrientes en forma soluble a través de la membrana plasmática (Lee 2008).

El fitoplancton tiende a ser un poco más denso que el agua, además su tamaño tiene un impacto significativo en su capacidad para mantenerse en profundidades con luz y nutrientes adecuados. Para poder disminuir el hundimiento ha desarrollado algunas adaptaciones morfológicas que varían de acuerdo al grupo (Redden et al. 2009):

- El flagelo es un mecanismo locomotor que ayuda a evitar el hundimiento.
- Algunas especies como las diatomeas que están compuestas de sílice y por lo tanto son más pesadas, desarrollan vacuolas de gas que se llenan o vacían

de acuerdo a la necesidad lo que les permite controlar su densidad o acumulan grasas y aceites que son más ligero que el agua (Roth 2009, Redden et al. 2009).

- Diversas especies crean extensiones celulares como protuberancias, espinas, cuernos y estructuras similares a pelos o segregan mucosa que sirve como flagelo (Roth 2009, Redden et al. 2009, Bellinger y Sigeo 2010).
- Otros simplemente dependen mucho de la forma que tienen y de la vida en colonia para permanecer en la superficie cuando lo requieren (Roth, 2009).

3.2.1 Tipos de fitoplancton

Para las comunidades de plancton el tamaño es un factor importante. De hecho, los organismos planctónicos abarcan siete órdenes de magnitud de longitud: desde 0,2 micrómetros a aproximadamente 2 m. Un micrómetro (micras) o 'micra', es una milésima parte de un milímetro, es decir, 1 micra = 0,001 mm (Redden et al. 2009). El plancton se clasifica por su tamaño en (Bellinger y Sigeo 2010, Redden et al. 2009):

- **Picoplancton:** Tienen un tamaño de 0.2 a 2 μm y son usualmente organismos unicelulares. Son en su mayoría bacterias. Necesitan de 400x de magnificación para identificación y conteo.
- **Nanoplancton:** Tamaño de 2 a 20 μm , son también organismos unicelulares y al igual que el grupo anterior se conforma de cianobacterias (verde-azules), diatomeas en células solitarias, flagelados (silicoflagelados y cocolitofóridos), entre otros.
- **Microplancton:** Su tamaño está entre 20 y 200 μm , dentro de este grupo se encuentran muchas diatomeas de tamaño largo y pueden ser tanto unicelulares como organismos coloniales, dinoflagelados, entre otros.

- **Macroplancton:** Son los ejemplares más grandes ($>200 \mu\text{m}$) y usualmente forman colonias.

3.2.2. Clases de Fitoplancton

Dentro del fitoplancton se observa algas primitivas como las cianobacterias (algas verde-azules), las diatomeas y dinoflagelados que pasan su ciclo de vida en aguas abiertas, algas verdes que son las precursoras de las plantas que se encuentran en los continentes, silicoflagelados y cocolitofóridos que son organismos flagelados (Hallegraeff 2002, Coloma 2007, Arcos 2010).

3.2.2.1 Diatomeas

Las diatomeas son un grupo de microalgas unicelulares y eucariotas pertenecientes a la Clase Bacillariophyceae. Una característica importante de estas algas es que se encuentran protegidas por una pared celular hecha de sílice llamada frústula, formada por dos secciones: la epivalva e hipovalva que se encuentran sobrelapadas en forma simétrica con una ornamentación variada entre poros, estrías y espinas radiantes (Hallegraeff 2002, Ajani y Rissik 2009, Arcos 2010, López et al. 2011), poseen cloroplastos con tonos de color verde, amarillo y café (Serediak y Huynh 2011) y contienen orgánulos adheridos a la membrana celular (Ajani y Rissik 2009).

Las diatomeas se dividen en dos tipos: Penales y Centrales o céntricas. Las diatomeas penales (Figura 7a) son alargadas y generalmente poseen simetría bilateral. En

cambio, las diatomeas céntricas (Figura 7b) suelen ser redondas con simetría radial (Ajani y Rissik 2009).

Las diatomeas no pueden nadar ya que carecen de flagelo pero permanecen en la superficie marina. Por lo regular se encuentran en áreas de afloramiento donde la turbulencia compensa su tendencia a hundirse (Coloma 2007). Las diatomeas pennadas pueden lograr un movimiento de deslizamiento gracias a la secreción de mucílago a través de su sistema de rafe (una hendidura longitudinal en la valva), mientras que las diatomeas céntricas pueden exudar mucílago a través de la rimoportula (un tubo o abertura a través de la pared de la valva), lo que permite un movimiento limitado (Ajani y Rissik 2009). Las diatomeas viven en la zona fótica por sobre los 200 m de todos los océanos (Perry 2003) y se ven especialmente favorecidas por los eventos de surgencia que aportan aguas frías y ricas en nutrientes a la superficie (López et al. 2011). Constituyen el grupo más importante del fitoplancton debido a que contribuyen casi al 90% de la productividad de los sistemas (López et al. 2011).

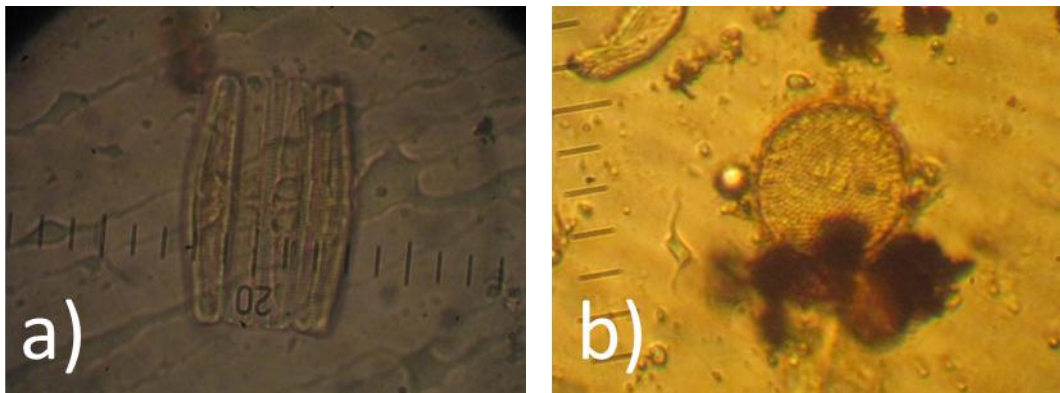


Figura 7. Diatomeas. a) Las diatomeas pennadas son alargadas y generalmente poseen simetría bilateral: *Fragilariopsis doliolus*. b) Las diatomeas céntricas suelen ser redondas mostrando simetría radial: *Coscinodiscus radiatus*.

3.2.2.2 Dinoflagelados

Los dinoflagelados son organismos unicelulares con un núcleo largo que contiene cromosomas visibles, de carácter cosmopolita (Hallegraeff 2002, López et al.2011). Poseen dos flagelos, uno sobresale de la ranura de la faja horizontal conocida como cíngulo y el otro sale de la ranura vertical llamada surco (Hallegraeff 2002).

Algunas especies están cubiertas por placas celulósicas que se encuentran subdivididas en varias series entre la epiteca (placas ubicadas arriba del cíngulo) y la hipoteca (placas ubicadas debajo del cíngulo), usualmente en paralelo con el cíngulo y se las denomina dinoflagelados tecados (Figura 8a). En cambio, hay otras especies que solo se encuentran delimitadas por una cobertura membranosa y se las conoce como dinoflagelados atecados (Figura 8b) (Hallegraeff 2002). Recientemente se han realizado estudios donde se determinó que hay un grupo intermedio de “pared fina” que han sido reconocidos (Moestrup y Daugbjerg 2007).

Los plástidos de la mayoría de los dinoflagelados fotosintéticos se originaron a partir de una endosimbiosis secundaria con un alga roja. Estos plástidos están rodeados por tres membranas (dos membranas de envoltura del cloroplasto y una membrana de retículo endoplasmático del cloroplasto) y contienen clorofila a y c, y peridininina como los principales pigmentos fotosintéticos (Ishida y Green 2002).

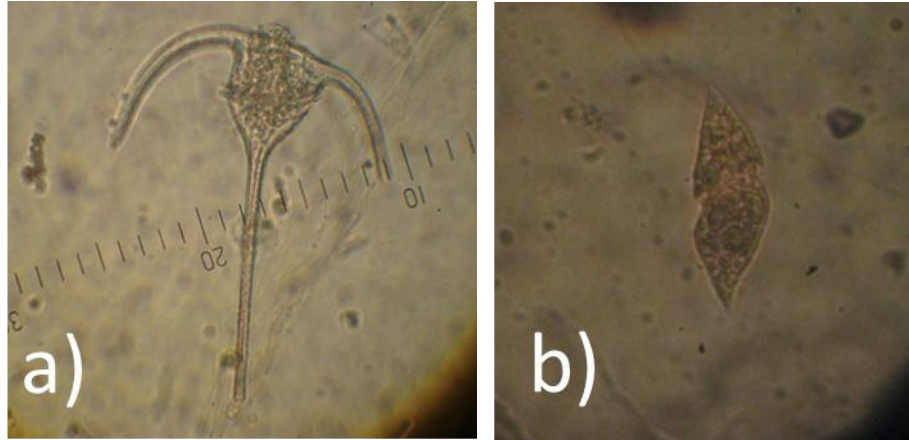


Figura 8. Dinoflagelados. a) Los dinoflagelados tecados se caracterizan por estar cubiertos por placas celulósicas: *Ceratium tripos*. b) Los dinoflagelados atecados se encuentran cubiertos por una cobertura membranosa: *Gyrodinium spirale*.

Sus poblaciones se distribuyen según la temperatura, salinidad y profundidad (López et al. 2011) Son el segundo grupo de protistas en el ecosistema marino por su importancia cuantitativa, biomasa, diversidad, distribución y forman parte de la base de la cadena alimenticia, son alimento del zooplancton y de otros organismos bentónicos sésiles (Maciel y Hernández 2013, Perry 2003). Se los encuentra generalmente en aguas tranquilas, cuando se encuentran en grandes cantidades forman la marea roja y llegan a ser tóxicas para los organismos (Coloma 2007). Su estrategia de supervivencia es la formación de quistes como respuesta a factores ambientales y fisiológicos (Ajani y Rissik 2009).

Casi la mitad de los dinoflagelados se alimentan sólo de materia orgánica (son heterótrofos, incluyendo algunos carnívoros), la otra mitad realizan la fotosíntesis o son autótrofos y heterótrofos a la vez (Ajani y Rissik 2009).

3.2.2.3 Cianofíceas

También llamadas cianobacterias son microorganismos procarióticos (carecen de membrana nuclear) y presentan pigmentos fotosintéticos como la clorofila, carotenos y ficocianinas (pigmento de color azul que es por el cual se le da el nombre de algas verde - azules) (López et al. 2011). Son algas primitivas que pueden ser unicelulares, coloniales o filamentosas (Hallegraeff 2002, Ajani y Rissik 2009). Tienen adaptaciones que les ayuda a la supervivencia en hábitats extremos y diversos, tales como vacuolas de gas para el control de la flotabilidad, acinetas (etapas de descanso) y heterocistos (células especializadas que pueden fijar el nitrógeno atmosférico) (Ajani y Rissik 2009).

Las cianobacterias son a menudo componentes significantes de las comunidades micrófitas, bentónicas y perifíticas contribuyendo a la productividad de los ecosistemas acuáticos y en algunos casos proveyendo la mayoría del carbono y sustentando a la cadena alimenticia acuática (Dornelles et al. 2012).

Las cianobacterias excretan toxinas que pueden matar a los animales. Algunas especies problemáticas son de los géneros *Lyngbya* (Figura 9) y *Trichodesmium* que pueden afectar al ecosistema marino (Hallegraeff 2002).



Figura 9. Las cianobacterias son algas primitivas procariotas de gran importancia ya que excretan toxinas que en grandes concentraciones matan a los animales marinos. *Lyngbya sp.*

3.2.3 Requerimientos del Fitoplancton

La presencia de una especie de alga en particular depende del número de interacciones espaciales y temporales entre los factores ambientales, que regulan la tasa de crecimiento y la etología del organismo (Reynolds 1984, Leblanc et al. 2005, Fiori 2012). La concentración de fitoplancton en el océano se rige principalmente por la disponibilidad de nutrientes en el agua de mar y la luz del sol que varía según la estacionalidad (Sahu et al. 2013).

La variabilidad ambiental crea una estructura competitiva en la cual el fitoplancton presente puede reducirse por competición exclusiva (Barton et al 2010). Para que una especie pueda crecer requiere la satisfacción simultánea de dos condiciones: 1) que el espectro completo de sus requerimientos mínimos esté cubierto y 2) y que tenga la oportunidad de explotarlas cuando aparece (Reynolds 1984).

La disponibilidad y distribución de la luz en la columna de agua es uno de los factores esenciales para el éxito del fitoplancton en el mar. Se considera la influencia de la luz en términos de fotoperiodo cualidad e intensidad participando en la fotosíntesis y el crecimiento algal y la cantidad de pigmentos (Fehling et al. 2005, Fiori 2012). Los rangos

fotosintéticos incrementa linealmente con la intensidad de la luz hasta llegar a un punto de saturación donde se inhibe (Fiori 2012). La luz varía ampliamente en el espacio y el tiempo. Se encuentra disponible solo en la capa superficial del océano, ya que al penetrar la radiación solar al océano comienzan rápidamente a ser absorbido, proceso conocido como extinción de la luz y depende en gran parte de la transparencia de la columna de agua. La capa eufótica en las áreas oceánicas oligotróficas puede alcanzar hasta los 200 m (Escribano y Castro 2004).

La temperatura es un factor importante para el crecimiento del fitoplancton. Afecta las reacciones químicas (las tasas metabólicas) y por lo tanto todos los procesos de los organismos. La temperatura óptima de crecimiento de muchas especies de fitoplancton marino está entre los 18-25°C (Fiori 2012). Las diatomeas típicamente a 15°C tienen seis veces más alta la tasa de crecimiento, a los 20°C tienen 3 veces más alta y una tasa de crecimiento similar a los 25°C comparado con las cianobacterias que tienen su rango entre 20-27°C. La tasa de crecimiento de los dinoflagelados tiene pico a los 25°C (Berg y Sutula 2015).

Los nutrientes más importantes para el crecimiento del fitoplancton son los macronutrientes nitrógeno (N) y fósforo (P) y, para las diatomeas, el sílice (Si) (Redden et al. 2009). El nitrógeno se encuentra en forma de amonio (NH_4), nitrito (NO_2^-) y nitrato (NO_3^-) y el fósforo se encuentra en forma de fosfato (PO_4^{3-}). El nitrógeno tiende a ser el nutriente limitante en los sistemas marinos, mientras que el fosfato es el nutriente limitante en sistemas de agua dulce. El nitrógeno y el fósforo son necesarios para las membranas celulares y para las proteínas tales como enzimas. La proporción promedio de carbono:sílice:nitrógeno:fósforo del fitoplancton es 106:15:16:1, que se conoce como la relación Redfield (Suthers y Rissik 2009).

La salinidad es un factor regulador de distribución y diversidad (Heneash et al.2014); afecta el crecimiento del fitoplancton por medio de su actividad osmática u otras actividades elementales (Fiori 2012)

El océano está constantemente perturbado por fuerzas atmosféricas y fenómenos físicos internos a través de un rango espacial y temporal (Barton et al. 2010). La turbulencia afecta las poblaciones de fitoplancton, concentrándolos o dispersándolos (Fiori 2012). Las especies de fitoplancton difieren en su tolerancia a la turbulencia (Fogg 1991, Willen 1991) y esta diferencia afecta la interacción competitiva y las formaciones de blooms (Fiori 2012)

3.2.4 Importancia del Fitoplancton

El fitoplancton juega un papel clave en varios procesos del planeta. Uno de ellos es como productores primarios en la red trófica conformando la base de la pirámide alimenticia del ecosistema marino siendo la fuente de alimento básico para el zooplancton, organismos filtradores y larvas de peces, entre ellos especies importantes para la alimentación humana (Hallegraeff 2002, Escribano y Castro 2004, Lee 2008) y así interconectando la energía solar y material circulante en el ecosistema, transfiriendo la energía al próximo nivel trófico (Basilio 2014).

Otra función importante del fitoplancton es la formación del oxígeno necesario para el metabolismo de los organismos consumidores (Lee 2008). La mayoría de las especies de fitoplancton son capaces de producir su propia energía (producción primaria) convirtiendo energía solar, el dióxido de carbono y sales minerales (nutrientes) en energía química en forma de hidratos de carbono, mediante la fotosíntesis (Escribano y Castro 2004, Ajani y Rissik 2009). Un subproducto de este proceso es la producción de oxígeno y se considera

que al menos la mitad del oxígeno en la atmósfera se produce por el fitoplancton (Ajani y Rissik 2009)

El fitoplancton tiene un papel fundamental en la regulación de los ciclos biogeoquímicos del planeta. El fitoplancton fija grandes cantidades del dióxido de carbono (CO_2) de la atmósfera y algunas especies, como las cianobacterias, también utilizan el nitrógeno en su forma gaseosa (N_2). El carbono es traspasado por las cadenas tróficas pelágicas hacia varios organismos pelágicos los cuales continúan el ciclo por medio de sus excretas o cuando mueren en la columna de agua, provocando la sedimentación de la materia orgánica hacia la profundidad del océano, donde puede ser utilizado por los organismo bentónicos o bien transportado a grandes profundidades del mar. A todo estos eventos se le denomina como "decantamiento de carbono", o "sumidero" y al proceso en sí, se le conoce como "bomba biológica del carbono" (Escribano y Castro 2004).

También afectan el clima mediante la modulación de la temperatura de la superficie del mar (SST) a través de la absorción de la radiación solar, que es dependiente de la distribución vertical de fitoplancton en la capa superior oceánica (Marzeion et al. 2005)

CAPÍTULO IV

Resultados

4.1.-Factores abióticos

Los niveles de temperatura superficial en los puntos de muestreo varían con la temporalidad, donde se observa que en los meses de abril y junio (temporada húmeda y transición) los valores son casi similares, en el mes de octubre (temporada seca) hay un descenso en la temperatura con respecto a los dos otros meses. Con respecto a la salinidad, se observa que va aumentando en las distintas temporadas partiendo de 33 psu (Practical Salinity Units) hasta llegar a 35 psu.

Los valores de nutrientes cambian según el punto de muestreo y las profundidades, mostrando que los valores más altos son de nitrato y las más bajas son de fosfato y silicato. Según la temporalidad, se observa que junio tiene la mayor concentración de nutrientes y en octubre existe un descenso grande en las concentraciones (Anexo 1).

4.1.1 Temperatura y salinidad

4.1.1.1 Abril. Temporada húmeda

En la zona norte, se observan niveles de temperatura superficial de 27,5°C. La temperatura subsuperficial va de 27,5°C a 24,5°C (Figura 10a). En los niveles de salinidad se observan concentraciones en la columna de agua entre 33 psua 34,8 psu (Figura 10b).

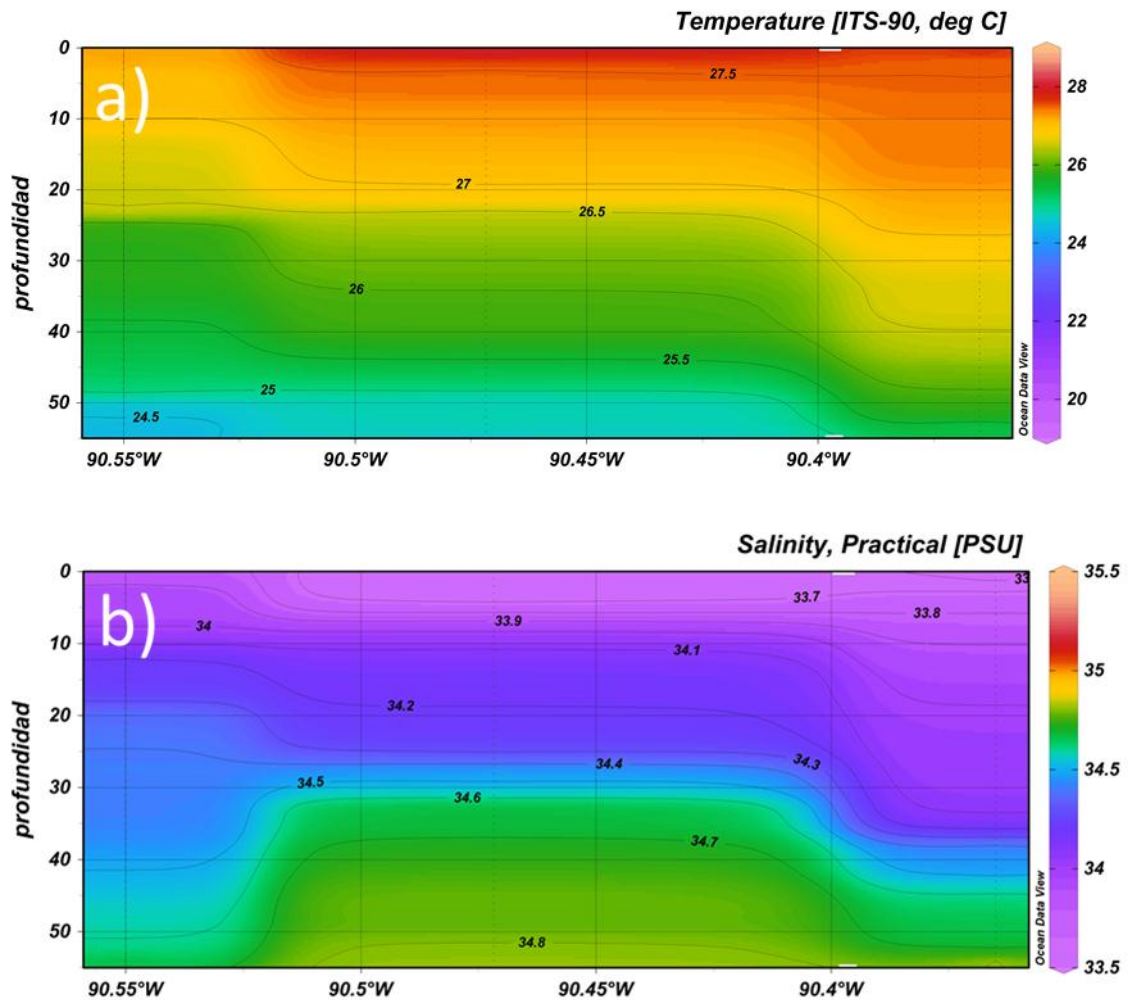


Figura10. Perfiles de a) temperatura ($^{\circ}\text{C}$) y b) salinidad (psu= practical salinity units) tomados por el CTD del mes de abril en la zona norte. Descripción de la temperatura y salinidad en la columna de agua mostrando el gradiente de fluctuación. La temperatura superficial alcanzó 27-27,5 $^{\circ}\text{C}$ con una salinidad de 33,7 psu.

En la zona sur, se observan niveles de temperatura superficial de entre 27 $^{\circ}\text{C}$ a 26,5 $^{\circ}\text{C}$ y la temperatura subsuperficial en la columna de agua que oscila entre los 26,5 $^{\circ}\text{C}$ a 24 $^{\circ}\text{C}$ (Figura 10a). En los niveles de salinidad se observan concentraciones entre 34,4 psu a 34,8 psu (Figura 10b).

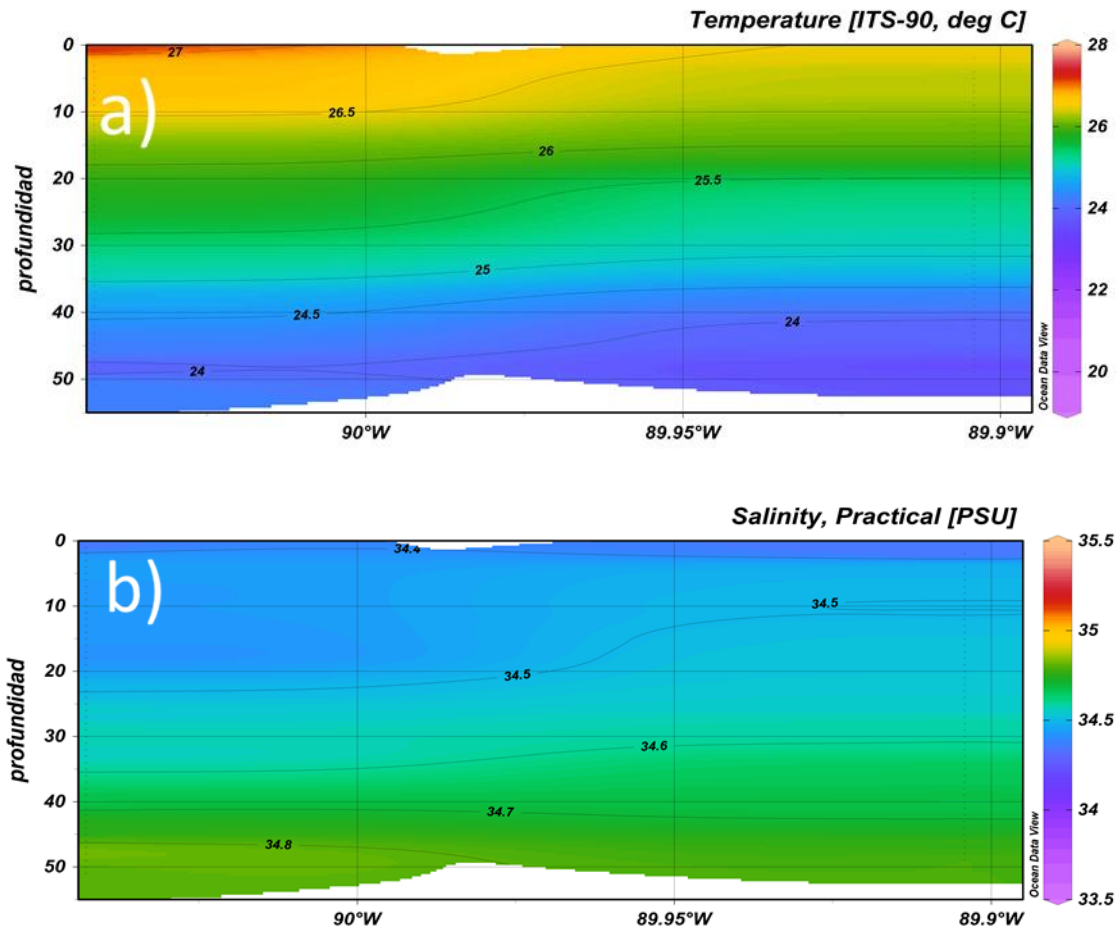


Figura 11.Perfiles de a) temperatura (°C) y b) salinidad (psu= practical salinity units) tomados por el CTD del mes de abril en la zona sur. Descripción de la temperatura y salinidad en la columna de agua mostrando el gradiente de fluctuación. La temperatura superficial alcanzó 26,5-27°C con una salinidad de 34,5 psu.

4.1.1.2 Junio, Temporada de transición

En la zona norte se observan temperaturas superficiales de 26,5°C a 27°C. Las temperaturas subsuperficiales van desde 26,5°C a 23,5°C (Figura 12a). En la salinidad se tienen concentraciones en la columna de agua de 34,7 psu a 35 psu (Figura 12b).

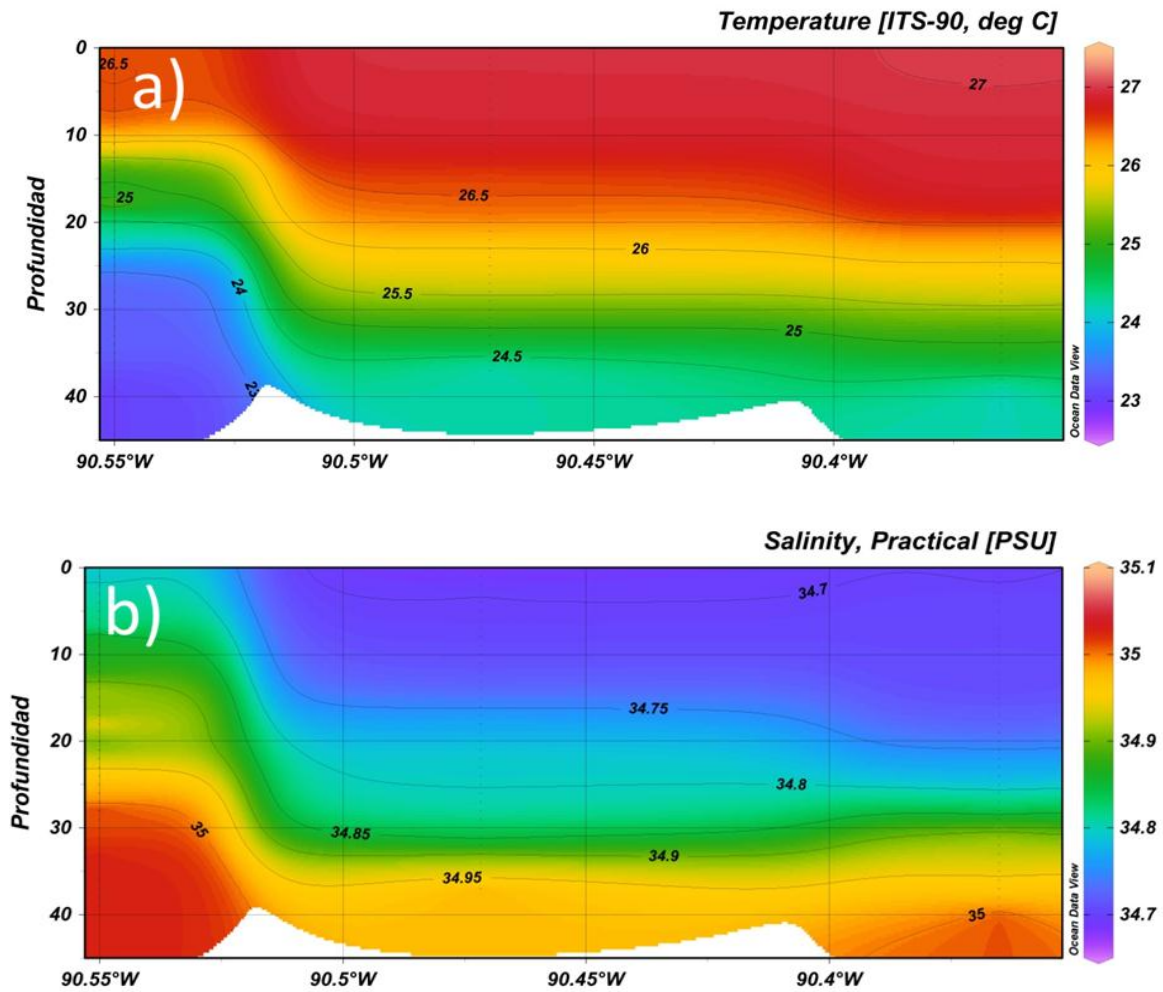


Figura 12. Perfiles de a) temperatura ($^{\circ}\text{C}$) y b) salinidad (psu= practical salinity units) tomados por el CTD del mes de junio en la zona norte. Descripción de la temperatura y salinidad en la columna de agua mostrando el gradiente de fluctuación. La temperatura superficial alcanzó $26,5\text{-}27^{\circ}\text{C}$ con una salinidad de $34,7$ psu.

En la zona sur se observan temperaturas superficiales de 27°C a $26,8^{\circ}\text{C}$ y temperaturas subsuperficiales de $26,9^{\circ}\text{C}$ a $26,1^{\circ}\text{C}$ (Figura 13a). Las concentraciones de salinidad registradas en la columna de agua van desde $34,6$ psu a 35 psu (Figura 13b).

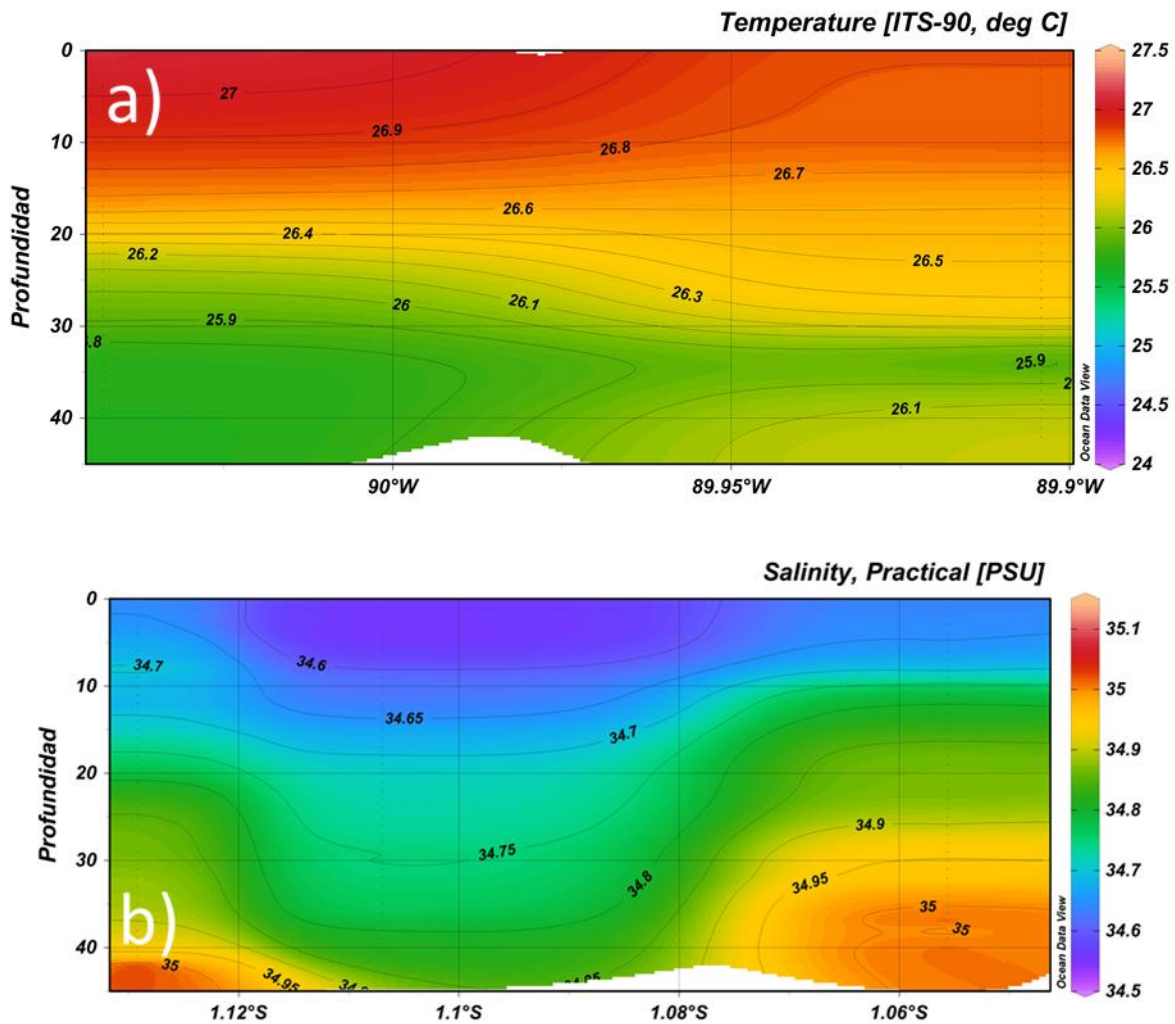


Figura 12.Perfiles de a) temperatura (°C) y b) salinidad (psu= practical salinity units) tomados por el CTD del mes de junio en la zona sur. La temperatura superficial alcanzó 26,8-27°C con una salinidad de 34,5 psu.

4.1.1.3 Octubre, Temporada seca

En la zona norte, se observan niveles de temperatura superficial que oscilan entre los 24°C a 23°C. La temperatura subsuperficial en la columna de agua varía entre los 23,5°C a entre 20,5°C (Figura 14a). En los niveles de salinidad se observan concentraciones entre 35 psu a 35,5 psu con una baja variabilidad (Figura 14b).

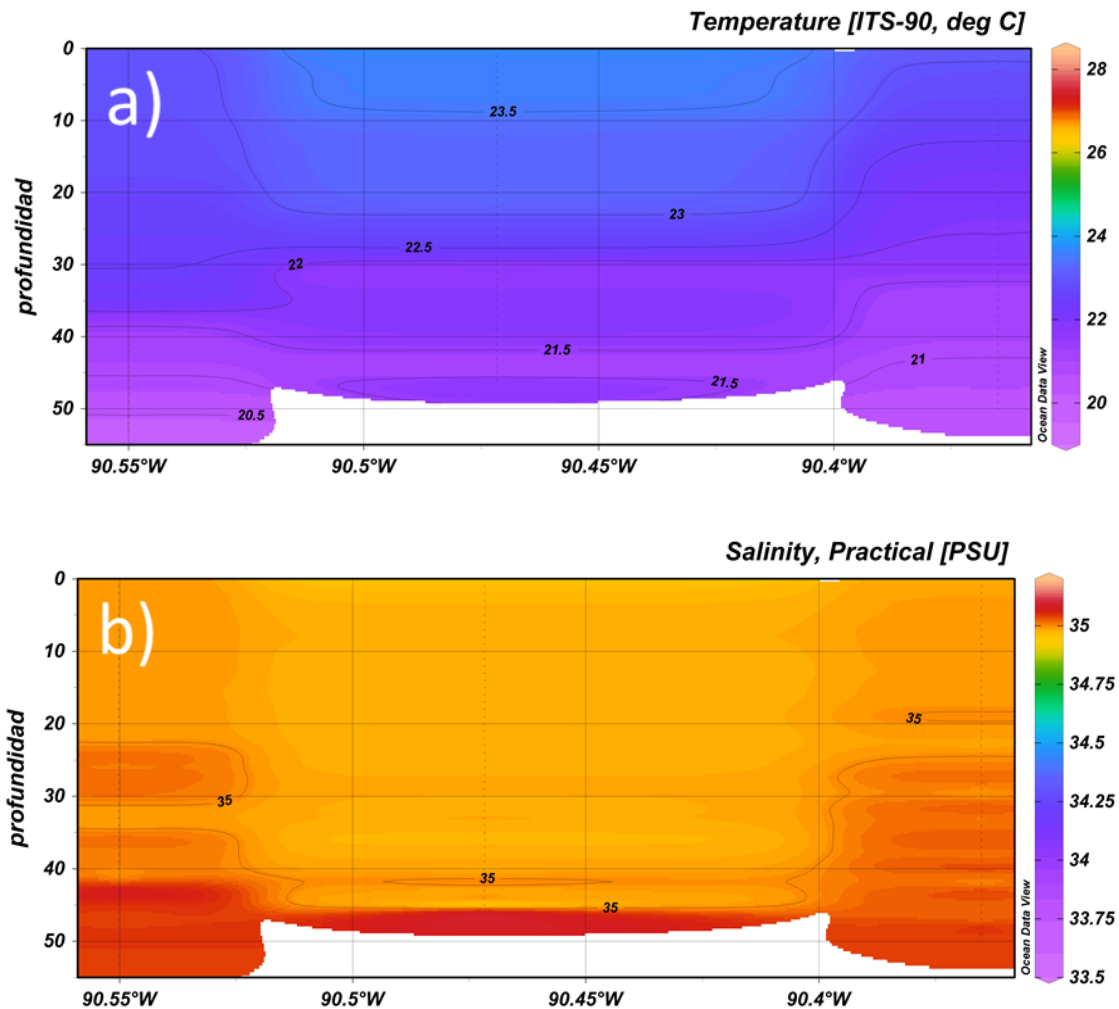


Figura 13. Perfiles de a) temperatura (°C) y b) salinidad (psu= practical salinity units) tomados por el CTD del mes de octubre en la zona norte. Descripción de la temperatura y salinidad en la columna de agua mostrando el gradiente de fluctuación. La temperatura superficial alcanzó 23-24°C con una salinidad de 34,7 psu.

En la zona sur, los niveles de temperatura superficial estuvieron entre 24°C y 23°C. La temperatura subsuperficial está en un rango de 23°C a 19°C con una termoclina a los 30 m de profundidad donde empezó a descender la temperatura (Figura 14a). Con respecto a la salinidad, se observan concentraciones entre 34,9 psu a 35 psu (Figura 15b).

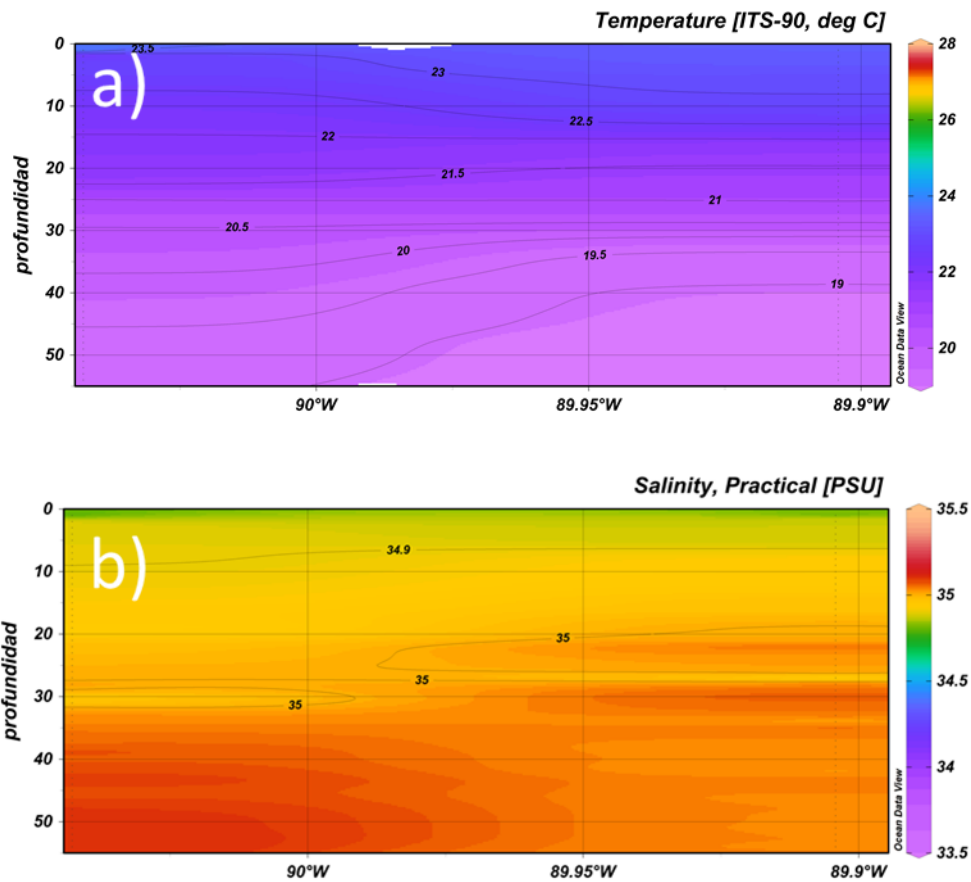


Figura 14. Perfiles de a) temperatura ($^{\circ}\text{C}$) y b) salinidad (psu= practical salinity units) tomados por el CTD del mes de octubre en la zona sur. Descripción de la temperatura y salinidad en la columna de agua mostrando el gradiente de fluctuación. La temperatura superficial alcanzó 23-24 $^{\circ}\text{C}$ con una salinidad de 34,9 psu.

4.1.2 Nutrientes

4.1.2.1 Zona Norte

Fosfato

Abril

La distribución de Fosfato en el mes de abril en la zona norte (Figura 16a) mostró una alta concentración en Punto Control Norte (PCN) a 10 m de profundidad con valores de 0,78 $\mu\text{mol/L}$. En comparación entre los bajos, Tiburón Arrecho (TA) posee la concentración más alta con valores de 0,70 $\mu\text{mol/L}$ a 30 m de profundidad. La Estampa (LE) posee la concentración de fosfato más baja en la zona, siendo su concentración más alta de 0,48 $\mu\text{mol/L}$ a 40 m de profundidad.

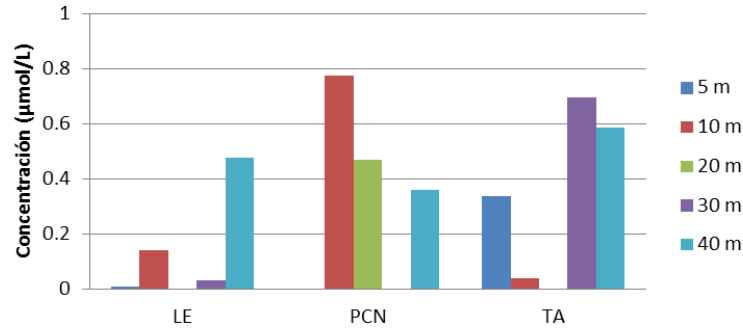
Junio

PCN presentó nuevamente la mayor concentración de Fosfato a 10 m de profundidad con valores de 0-0,82 $\mu\text{mol/L}$. Se observó un descenso en la concentración de Fosfato en TA en relación al mes de abril con un valor de 0,06 $\mu\text{mol/L}$ a 40 m de profundidad, siendo la concentración más baja de la zona. En tanto LE mostró la concentración más alta entre los bajos, 0,57 $\mu\text{mol/L}$ a 5 m de profundidad (Figura 16b).

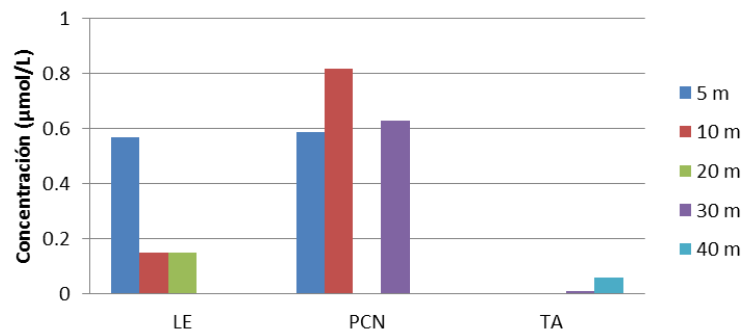
Octubre

Se pudo observar un ascenso en las concentraciones de Fosfato en todos los puntos de muestreo en relación a las temporadas previas (Figura 16c). LE, a diferencia de los otros meses, posee la concentración más alta a 5 m de profundidad con un valor de 1,01 $\mu\text{mol/L}$. En TA se observó concentraciones de 0,62 $\mu\text{mol/L}$ a 40 m de profundidad. PCN es la concentración más baja de la zona, 0,59 $\mu\text{mol/L}$ a 10 m de profundidad.

a) Concentraciones de fosfato en la zona norte-Época Húmeda (Abril)



b) Concentraciones de fosfato en la zona norte-Época Transición (Junio)



c) Concentraciones de fosfato en la zona norte-Época Seca (Octubre)

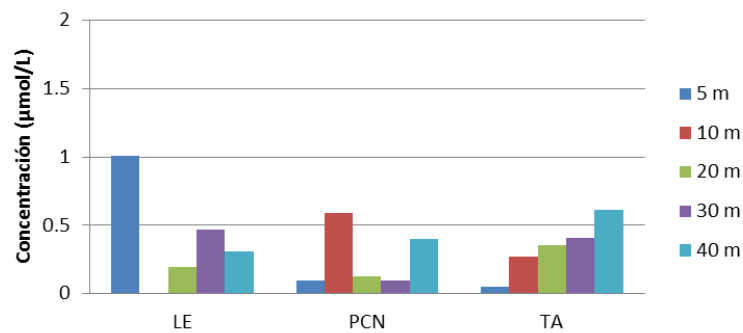


Figura 15.Concentraciones de fosfato en la zona norte durante la temporada húmeda, transición y seca en la columna de agua.

Nitrato

Abril

Se observó la mayor concentración de nitrato en PCN con un valor promedio de 36,99 $\mu\text{mol/L}$. Entre los bajos, la mayor concentración de nitratos está en TA de 30,07 $\mu\text{mol/L}$, en tanto que LE fue de 26,29 $\mu\text{mol/L}$ (Figura 17a).

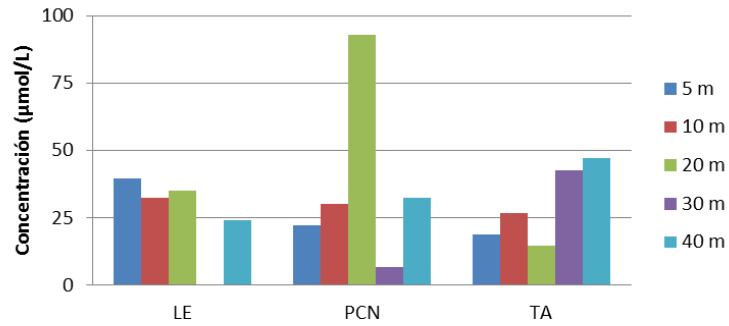
Junio

Se determinó ascenso en PCN en relación a abril, siendo el punto de muestreo con mayor concentración de nitrato con valores promedio de 38,62 $\mu\text{mol/L}$. LE tuvo la mayor concentración de nitratos entre los bajos con un valor promedio de 25,83 $\mu\text{mol/L}$. TA mostró un descenso en la concentración con un valor promedio de 24,73 $\mu\text{mol/L}$ (Figura 17b).

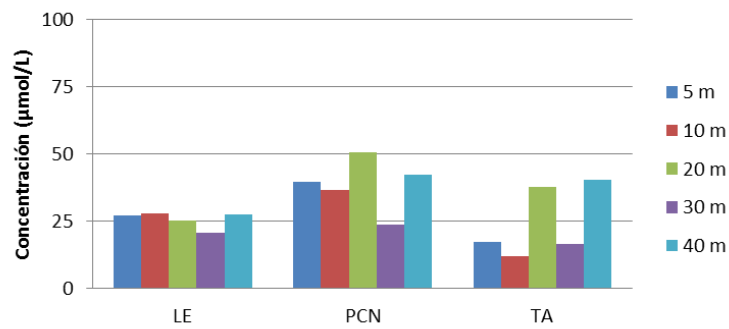
Octubre

Se dio un descenso brusco en las concentraciones en todos los puntos de muestreo en relación a los meses previos. Los valores fueron de 2,86; 4,22 y 3,18 $\mu\text{mol/L}$ en PCN, TA y LE respectivamente (Figura 17c).

a) Concentraciones de nitrato en la zona norte-Temporada Húmed (Abril)



b) Concentraciones de nitrato en la zona norte-Temporada Transición (Junio)



c) Concentraciones de nitrato en la zona norte-Temporada Seca (Octubre)

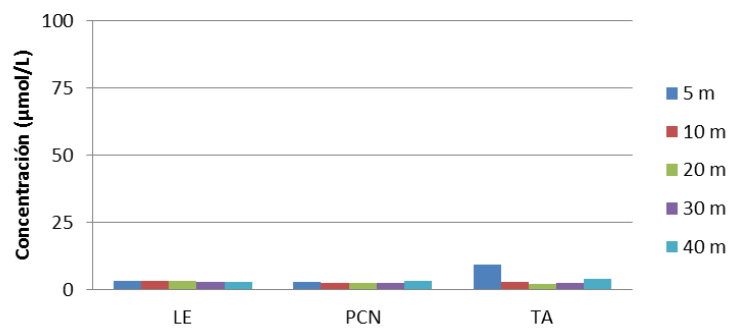


Figura 16.Concentraciones de nitrato en la zona norte durante la temporada húmeda, transición y seca en la columna de agua.

Silicato

Abril

Se observaron bajos niveles de silicato. La mayor presencia de este nutriente estuvo en PCN, con un valor promedio de 5,55 $\mu\text{mol/L}$. LE le sigue con una concentración promedio de 2,22 $\mu\text{mol/L}$, en tanto TA no presentó concentración de silicatos a ninguna profundidad (Figura 18a).

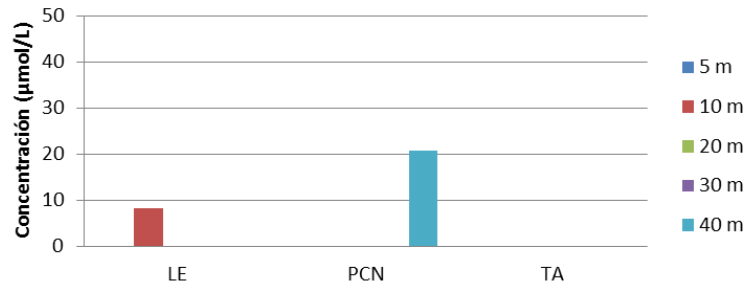
Junio

Hubo un pequeño ascenso en las concentraciones de silicato en relación a abril. TA es la localidad que presenta las concentraciones más altas de la zona con una concentración promedio de 21,08 $\mu\text{mol/L}$. LE posee las menores concentraciones entre los bajos con un valor promedio de 11,10 $\mu\text{mol/L}$. PCN tuvo una concentración promedio de 5,55 $\mu\text{mol/L}$ (Figura 18b).

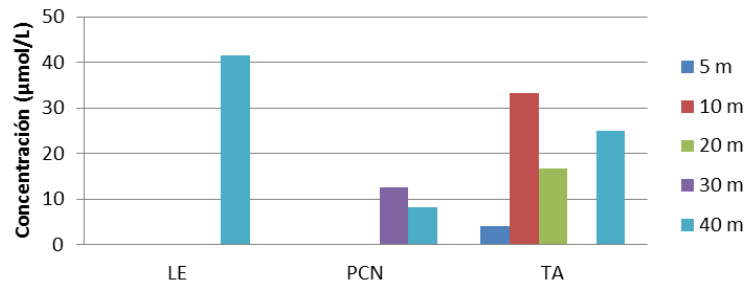
Octubre

Se dio un descenso en las concentraciones. En PCN tuvo una concentración promedio de 15,55 $\mu\text{mol/L}$. En TA el valor promedio fue de 18,86 $\mu\text{mol/L}$ siendo la mayor concentración de la zona, mientras que en LE no hubo concentración de silicato a ninguna profundidad (Figura 18c).

a) **Concentraciones de silicato en la zona norte-Temporada Húmeda (Abril)**



b) **Concentraciones de silicato en la zona norte-Temporada Transición (Junio)**



c) **Concentraciones de silicato en la zona norte-Temporada Seca (Octubre)**

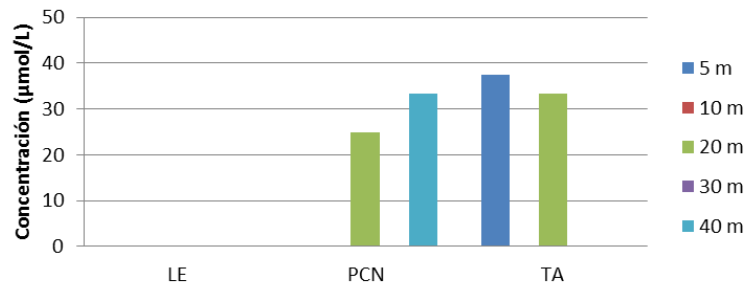


Figura 17. Concentraciones de silicato en la zona norte durante la temporada húmeda, transición y seca en la columna de agua.

4.1.2.2 Zona Sur

Fosfato

Abril

Se observó que Bajo Hancock (BH) poseyó la concentración más alta de fosfato en la zona con un valor promedio de 0,22 $\mu\text{mol/L}$ (Figura 19a). Bajo Ruso (BR) tuvo en general la concentración más baja de la zona, siendo su valor promedio de 0,15 $\mu\text{mol/L}$. Punto Control Sur (PCS) mostró un valor promedio de 0,18 $\mu\text{mol/L}$.

Junio

Se presentó ascenso en las concentraciones de Fosfato en relación a abril (Figura 19b), con PCS mostrando la mayor concentración de la zona, 0,56 $\mu\text{mol/L}$ a 10 m y su concentración promedio es de 0,30 $\mu\text{mol/L}$. En tanto que BR mostró la segunda concentración más alta, 0,80 $\mu\text{mol/L}$ a 20 m y su concentración promedio fue de 0,29 $\mu\text{mol/L}$, mientras que BH tuvo su mayor concentración a 10 m, 0,47 $\mu\text{mol/L}$ y su concentración promedio fue de 0,28 $\mu\text{mol/L}$ siendo la más baja de la zona.

Octubre

Se presentó un ascenso en las concentraciones de BR y BH en relación a junio con concentraciones promedio de 0,35 $\mu\text{mol/L}$ y 0,36 $\mu\text{mol/L}$ respectivamente, en tanto que, se observó un descenso en BH con un valor promedio de 0,11 $\mu\text{mol/L}$ (Figura 19c).

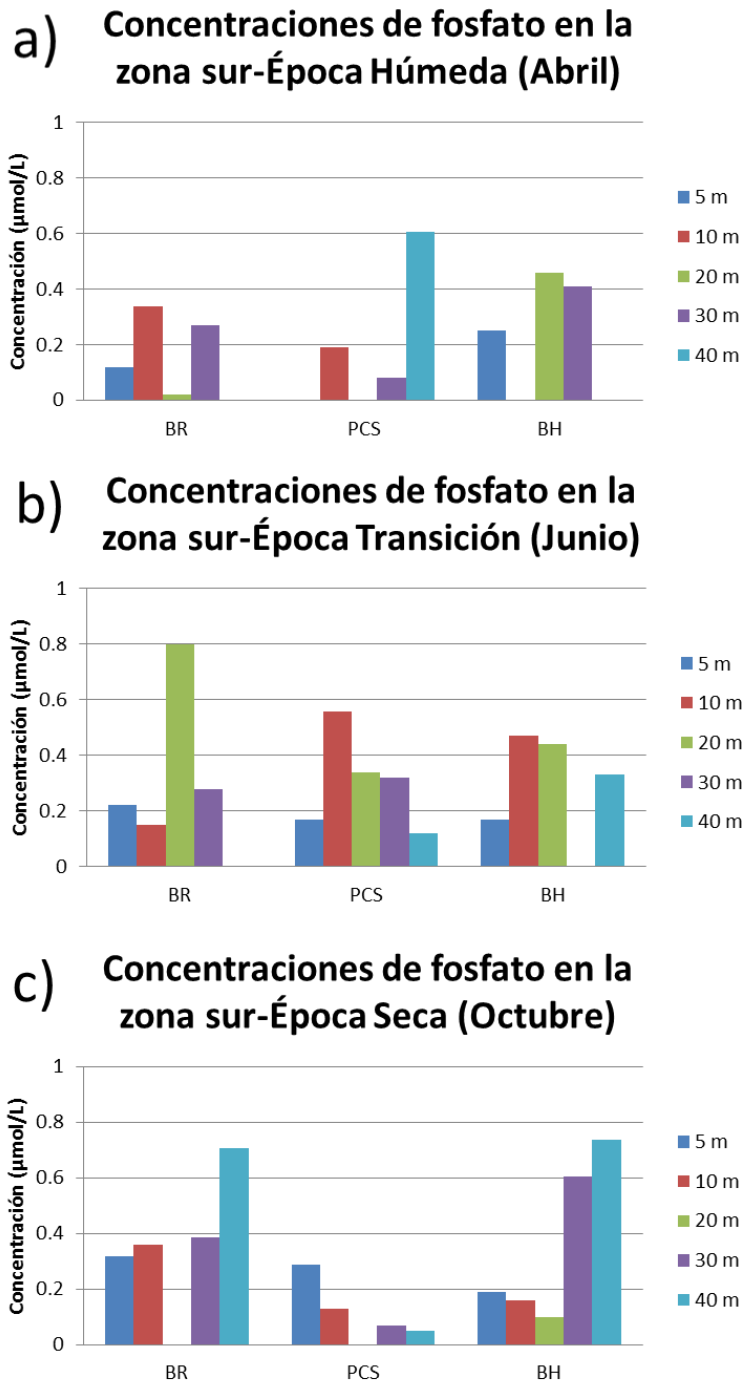


Figura 18. Concentraciones de fosfato en la columna de agua en la zona sur durante las temporadas húmeda, transición y seca

Nitrato

Abril

Se observaron niveles altos de nitratos en la mayoría de profundidades en los tres puntos de muestreo. BR es el que posee la mayor concentración, 46,94 $\mu\text{mol/L}$ a 40 m de profundidad con un valor promedio de 34,45 $\mu\text{mol/L}$. BH es en el que menor concentración se observa, siendo su concentración más alta de 35,02 $\mu\text{mol/L}$ y PCS tuvo una concentración de 46,94 $\mu\text{mol/L}$ con un valor promedio de 29,17 $\mu\text{mol/L}$ (Figura 20a).

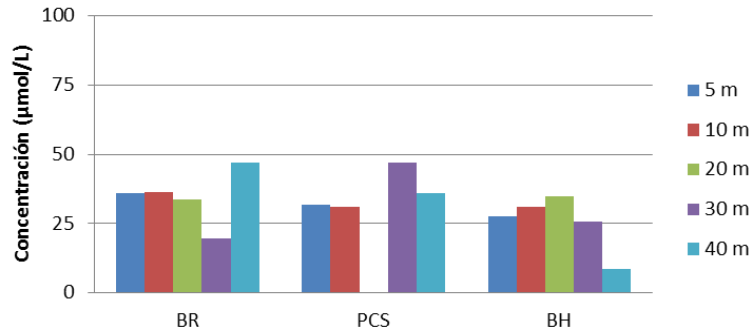
Junio

Se presentó un patrón similar al mes de abril, siendo BR el que tiene una concentración mayor en la zona de 45,56 $\mu\text{mol/L}$ a 30 m de profundidad, en tanto que en BH fue de 32,41 $\mu\text{mol/L}$ a 5 m de profundidad y en PCS fue de 39,58 $\mu\text{mol/L}$ a 40 m de profundidad (Figura 20b).

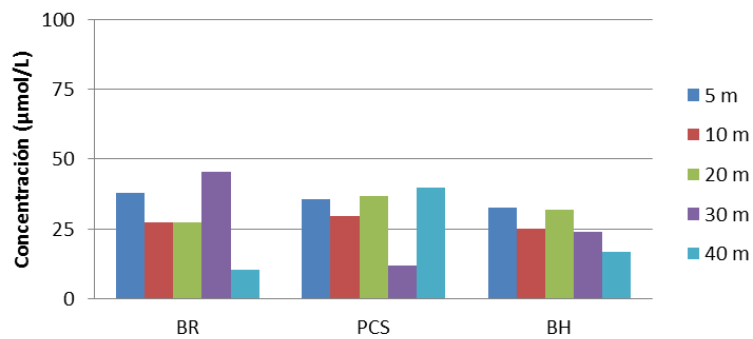
Octubre

Se observó un descenso brusco en las concentraciones en toda la zona, con niveles similares en BH y PCS con valores promedio de 2,75 y 2,28 $\mu\text{mol/L}$ respectivamente. BR tuvo un valor promedio de 7,07 $\mu\text{mol/L}$ (Figura 20c).

a) Concentraciones de nitrato en la zona sur-Temporada Húmeda (Abril)



b) Concentraciones de nitrato en la zona sur-Temporada Transición (Junio)



c) Concentraciones de nitrato en la zona sur-Temporada Seca (Octubre)

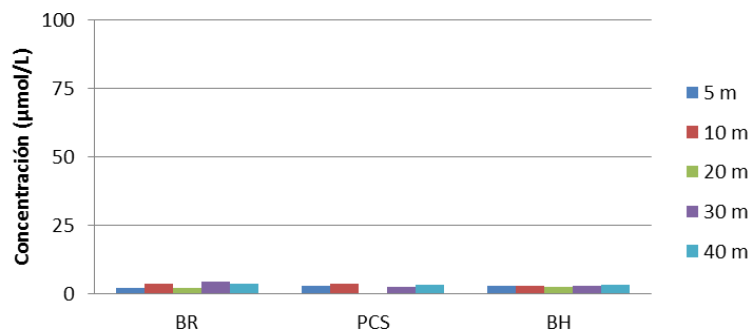


Figura 20. Concentraciones de nitrato en la columna de agua de la zona sur durante las temporada húmeda, transición y seca.

Silicato

Abril

Se observó las concentraciones de silicato están en PCS con 38,84 $\mu\text{mol/L}$ a 30 m de profundidad. En BR no tuvo concentraciones de silicato en la columna de agua. BH tuvo la concentración más baja de la zona con valores de 55,48 $\mu\text{mol/L}$ a 5 m de profundidad (Figura 21a).

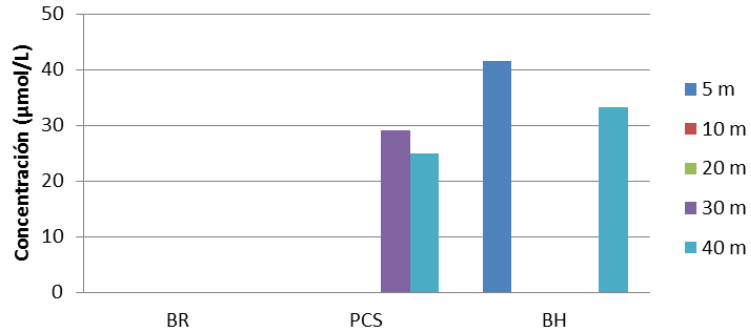
Julio

BR mostró un ascenso brusco en la concentración de silicato en relación al mes de Abril, siendo la localidad con mayor concentración de la zona con 49,93 $\mu\text{mol/L}$ a 40 m de profundidad siendo la única profundidad con presencia de silicato en la columna de agua y su valor promedio fue de 9,99 $\mu\text{mol/L}$. BH tuvo la de menor concentración de la zona con 16,65 $\mu\text{mol/L}$ a 20 m de profundidad. PCS mostró un ascenso en su concentración, su mayor concentración fue de 44,39 $\mu\text{mol/L}$ localizada a 20 m de profundidad (Figura 21b).

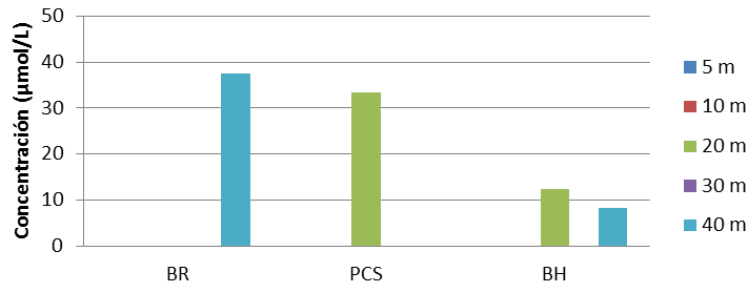
Octubre

Se observó un descenso en las concentraciones en toda la zona con valores promedio de 1,11 $\mu\text{mol/L}$, 7,77 $\mu\text{mol/L}$ y 24,41 $\mu\text{mol/L}$ en BH, BR y PCS respectivamente (Figura 21c). BR y BH tuvieron concentraciones de silicato en una única profundidad con un valor de 38,84 $\mu\text{mol/L}$ a 20 m de profundidad y 5,55 $\mu\text{mol/L}$ a 30 m de profundidad respectivamente.

a) Concentraciones de silicato en la zona sur-Temporada Húmeda (Abril)



b) Concentraciones de silicato en la zona sur-Temporada Transición (Junio)



c) Concentraciones de silicato en la zona sur-Temporada Seca (Octubre)

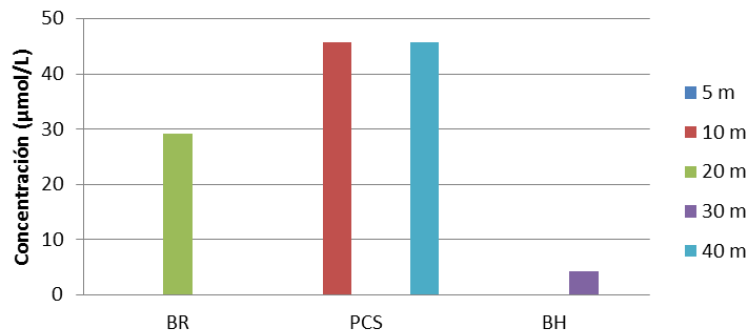


Figura 9. Concentraciones de silicato en la columna de agua de la zona sur durante la temporada húmeda, transición y seca.

4.2 Clorofila

Los datos de máximo de fluorescencia solo se tomaron en los meses de abril y octubre. Los resultados obtenidos en el mes de abril (Figura 22a) en la zona norte muestran la producción de clorofila en la columna de agua donde se puede destacar la mayor producción de clorofila a los 18 m de profundidad con $1,75 \text{ mg/m}^3$ en PCN, LE tuvo un valor de $1,20 \text{ mg/m}^3$ y TA de $1,25 \text{ mg/m}^3$. En la zona sur (Figura 22b) la mayor producción de clorofila fue a 30 m de profundidad con $0,75 \text{ mg/m}^3$ en BR mostrando valores inferiores en comparación a la zona norte. BH y PCS tuvieron $0,65 \text{ mg/m}^3$.

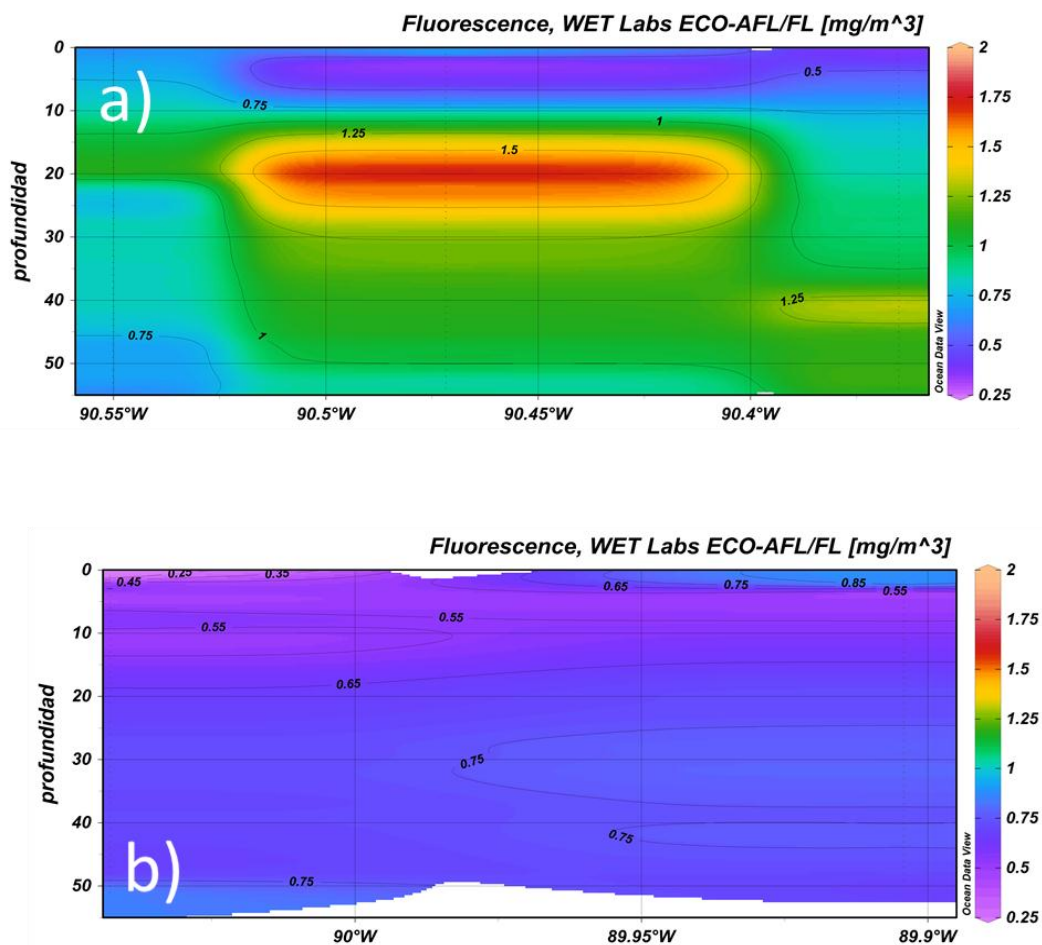


Figura 22. Perfil de clorofila en Ocean Data del mes de abril en la zona norte y sur. Los niveles de clorofila fueron medidos en la columna de agua para determinar en qué punto de muestreo y a qué profundidad existía la mayor producción de clorofila.

En el mes de octubre, en la zona norte (Figura 23a) se observa la mayor concentración del mes. PCN posee la mayor concentración de clorofila con un valor de 1 mg/m^3 . LE y TA mostraron valores de $0,75 \text{ mg/m}^3$ ambos. En la zona sur (Figura 23b) se puede observar los niveles de clorofila donde se resalta el máximo de fluorescencia a los 25 m de profundidad con $0,95 \text{ mg/m}^3$ en BR.BH y PCS tuvieron valores de $0,85 \text{ mg/m}^3$.

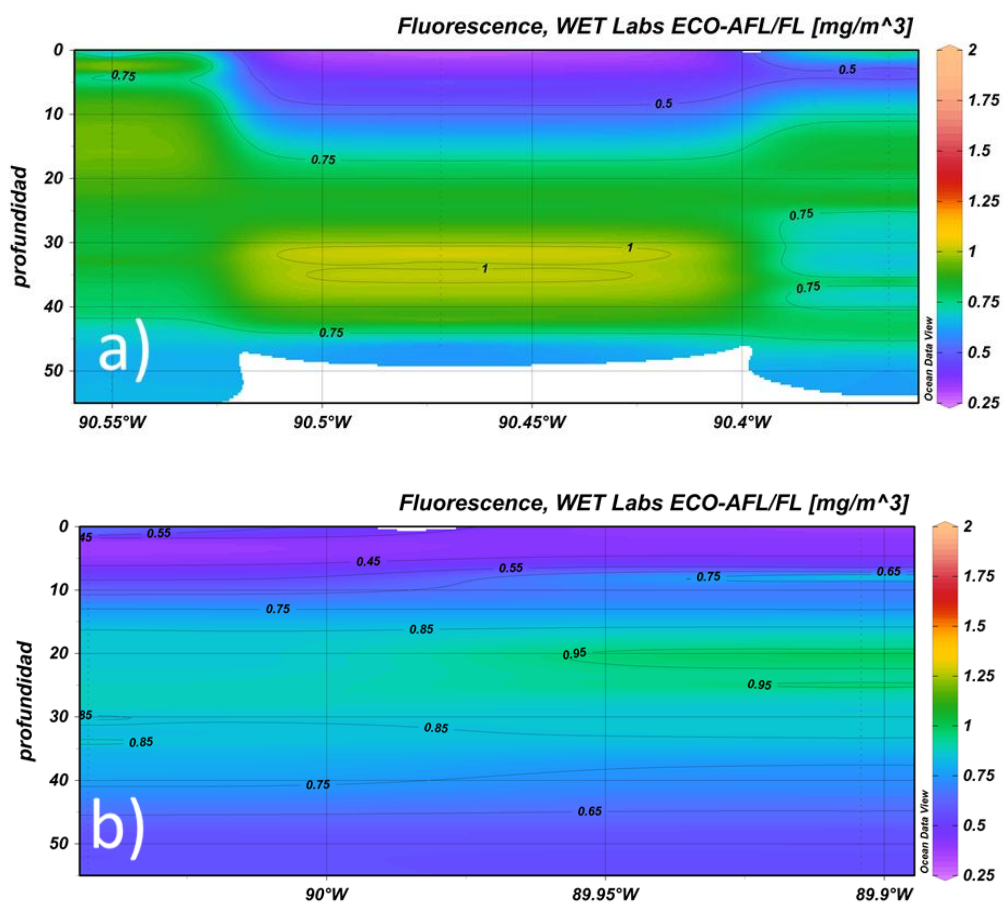


Figura 103. Perfil de clorofila en Ocean Data del mes de octubre en la zona norte y sur. Los niveles de clorofila fueron medidos en la columna de agua para determinar en qué punto de muestreo y a qué profundidad existía la mayor producción de clorofila.

4.3 Diversidad.

4.3.1 Especies identificadas

En la columna de agua se identificaron 411 especies de las cuales 182 especies son Bacillariophytas (44,07%), 177 especies Dinophytas (43,34%), 15 especies de Cyanophytas (3,63%), 13 especies de Chlorophytas (3,15%), 4 especies de Haptophytas (0,97%), 2 especies de Haptophytas (0,48%) y 18 individuos (4,36%) a los que no se llegó a identificar dentro de algún grupo por presentar dificultad al observarlas (Anexo 2).

Las especies más abundantes en la zona norte fueron *Pseudo-nitzschia* cf. *delicatissima* y *Corethron pennatum* (Anexo 3), la primera fue la más abundante durante los meses de abril y junio, mientras la segunda fue más abundante en octubre (Tabla 1). En la zona sur, la especie más abundante fue *Pseudo-nitzschia* cf. *delicatissima* para ambas zonas. Esta especie fue la más abundante en los tres meses de muestreo (Tabla 1).

Tabla 1. Lista de las especies más abundantes. Las especies resaltadas son las que dominaron.

| Phylum | Nombre científico | Abril | | Junio | | Octubre | |
|-----------------|--|-------|-----|-------|-----|---------|-----|
| | | Norte | Sur | Norte | Sur | Norte | Sur |
| Bacillariophyta | <i>Chaetoceros</i> cf. <i>radians</i> | X | | | | | |
| | <i>Chaetoceros</i> cf. <i>curvisetus</i> | X | | | | | |
| | <i>Corethron pennatum</i> | | | | | X | |
| | <i>Cylindrotheca closterium</i> | | X | X | X | X | X |
| | <i>Lioloma pacificum</i> | | | | X | | X |
| | <i>Pseudo-nitzschia</i> cf. <i>delicatissima</i> | X | X | X | X | | X |
| | <i>Pseudo-nitzschia</i> cf. <i>pungens</i> | | | | X | X | |
| | <i>Synedropsis</i> cf. <i>hyperborea</i> | | | | | | X |

| | | | | | | | |
|-------------|-------------------------------|---|---|---|--|--|---|
| Dinophyta | <i>Amphidinium sphenoides</i> | | | X | | | |
| | <i>Torodinium robustum</i> | X | X | X | | | X |
| | <i>Torodinium teredo</i> | | X | | | | |
| Cryptophyta | <i>Telaulax acuta</i> | X | | | | | |

4.3.2 Análisis de diversidad

Los resultados del análisis de diversidad del Índice de Shannon mostraron que en la zona norte (Tabla 2) el bajo TA tuvo la mayor diversidad en las temporadas húmeda y seca; la LE tuvo la mayor diversidad en la temporada de transición. PCN tuvo los valores más bajos en la temporada húmeda y transición.

Tabla 2. Valores del índice de Shannon para la zona norte en las diferentes temporadas.

| Temporada | Zona Norte | | |
|--------------------|------------|---------------------|-----------------|
| | La Estampa | Punto Control Norte | Tiburón Arrecho |
| Húmeda (Abril) | 3,19 | 3,18 | 3,26 |
| Transición (Junio) | 3,32 | 2,96 | 3,22 |
| Seca (Octubre) | 0,87 | 1,99 | 2,55 |

En la zona sur (Tabla 3) se observó que PCS tuvo la mayor diversidad en temporada húmeda. En tanto que en la temporada de transición y seca BR presentó una mayor diversidad.

Tabla 3. Valores del índice de Shannon para la zona sur en las diferentes temporadas.

| Temporada | Zona Sur | | |
|-----------------------|-----------|-------------------|---------|
| | Bajo Ruso | Punto Control Sur | Hancock |
| Húmeda (Abril) | 2,59 | 3,20 | 3,16 |
| Transición (Junio) | 2,51 | 2,11 | 2,10 |
| Seca (Octubre) | 2,62 | 2,31 | 2,30 |

4.3.3 Análisis de Significancia

4.3.3.1 Por localidad

Para determinar la significancia se utilizó la Prueba de t de Hutcheson, los resultados de p de la zona norte (Tabla 4) mostraron valores mayores al alfa (0,05) en la temporada lluviosa. En la temporada de transición, las comparaciones entre LE –PCN y TA – PCN mostraron un valor menor al p , lo que significa que existe una diferencia significativa en la diversidad de estos lugares; LE – TA tiene un valor mayor al p lo que significa que no existe diferencia estadística. En la temporada seca, los valores fueron menores al p , mostrando que existe una diferencia significativa entre los lugares de muestreo.

Tabla 4. Valores de p de la Prueba t de Hutcheson para determinar la significancia de las muestras en la zona norte. El valor alfa es $p= 0,05$.

| | | LE | PCN | TA |
|-----------------------|-----|----|----------|----------|
| Lluviosa (Abril) | LE | | 0,97 | 0,56 |
| | PCN | | | 0,38 |
| | TA | | | |
| Transición (Junio) | LE | | 0,00020 | 0,21 |
| | PCN | | | 0,015 |
| | TA | | | |
| Seca (Octubre) | LE | | 6,06E-34 | 8,27E-65 |
| | PCN | | | 3,85E-23 |
| | TA | | | |

Los valores obtenidos en la Prueba de t de Hutcheson usando los datos de diversidad de la zona sur (Tabla 5), mostraron valores de p mayores a 0,05 en las comparaciones BR – PCS y BR – BH en todas las temporadas mostrando que no existió una diferencia significativa entre los puntos, a excepción de la comparación PCS – BH que tuvo valores menores al p , lo que quiere decir que existió diferencia significativa entre los lugares.

Tabla 5. Valores de p de la Prueba t de Hutcheson donde se determina la significancia de la diversidad para la zona sur. El valor alfa es $p= 0,05$.

| | | BR | PCS | BH |
|-----------------------|-----|----|----------|----------|
| Lluviosa (Abril) | BR | | 0,00086 | 0,0016 |
| | PCS | | | 0,81 |
| | BH | | | |
| Transición (Junio) | BR | | 1,55E-11 | 9,04E-10 |
| | PCS | | | 0,76 |
| | BH | | | |
| Seca (Octubre) | BR | | 0,00059 | 0,00015 |
| | PCS | | | 0,89 |
| | BH | | | |

4.3.3.2 Por temporalidad

Los valores obtenidos en la Prueba de t de Hutcheson usando los datos de diversidad por temporada en la zona norte (Tabla 6), mostraron valores de p mayores a 0,05 en las comparaciones LEA – LEJ y TAA – TAJ mostrando que no existe una diferencia significativa entre los puntos, a excepción de las demás comparaciones que tuvieron valores menores al p , lo que quiere decir que existió una diferencia significativa entre las temporadas.

Tabla6. Valores de p de la Prueba t de Hutcheson donde se determina la significancia de la diversidad por temporada en la zona norte. El valor alfa es $p=0,05$.

| | | Transición (Junio) | | | Seca (Octubre) | | |
|-----------------------|-----|--------------------|-------|------|----------------|----------|----------|
| | | LE | PCN | TA | LE | PCN | TA |
| Lluviosa (Abril) | LE | 0,30 | | | 9,02E-41 | | |
| | PCN | | 0,041 | | | 7,65E-44 | |
| | TA | | | 0,60 | | | 1,41E-21 |
| Transición (Junio) | LE | | | | 1,03E-113 | | |
| | PCN | | | | | 2,32E-21 | |
| | TA | | | | | | 2,64E-17 |
| Seca (Octubre) | LE | | | | | | |
| | PCN | | | | | | |
| | TA | | | | | | |

Los valores obtenidos en la Prueba de t de Hutcheson usando los datos de diversidad por temporada en la zona sur (Tabla 7), mostraron valores de p mayores a 0,05 en las comparaciones BRA – BRJ y BRJ – BRO afirmando que no existió una diferencia significativa entre los puntos, las demás comparación tuvieron valores menores al p , lo que quiere decir que existió diferencia significativa entre las temporadas.

Tabla7. Valores de *p* de la Prueba t de Hutcheson donde se determina la significancia de la diversidad por temporada en la zona sur. El valor alfa es $p= 0,05$.

| | | Transición (Junio) | | | Seca (Octubre) | | |
|-----------------------|-----|--------------------|----------|----------|----------------|----------|----------|
| | | BR | PCS | BH | BR | PCS | BH |
| Lluviosa (Abril) | BR | 0,61 | | | 0,87 | | |
| | PCS | | 1,56E-19 | | | 0,0098 | |
| | BH | | | 3,87E-18 | | | 6,68E-12 |
| Transición (Junio) | BR | | | | 0,16 | | |
| | PCS | | | | | 7,92E-12 | |
| | BH | | | | | | 0,0098 |
| Seca (Octubre) | BR | | | | | | |
| | PCS | | | | | | |
| | BH | | | | | | |

4.4 Abundancia

Abril

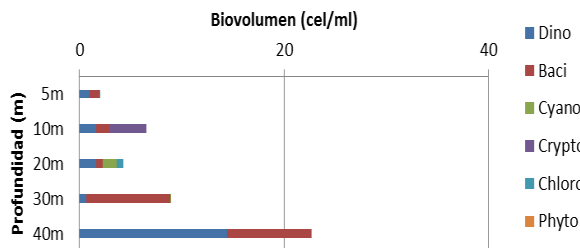
Zona Norte

El punto de muestreo con la mayor abundancia de especies fue TA que se caracterizó por la abundancia de Bacillariophytas con un valor promedio de 29,59 cel/ml (Figura 23c). En LE se pudo observar la dominancia de Dinophytas con un valor promedio de 3,86 cel/ml (Figura 24a). En PCN se observó la dominancia de Bacillariophytas con un valor promedio de 29,25 cel/ml (Figura 24b).

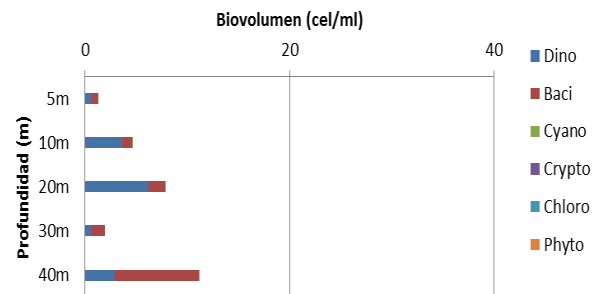
Zona Sur

Se observó que PCS tuvo mayor abundancia de Bacillariophytas con un valor promedio de 8,31 cel/ml (Figura 24e). En los bajos, se observó que tanto BR y BH tuvieron mayor abundancia de Dinophytas con valores promedio de 2,82 cel/ml (Figura 24d) y 3,73 cel/ml (Figura 24f) respectivamente.

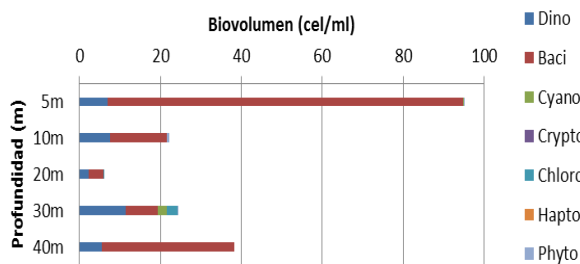
a) Abundancia en la columna de agua:
La Estampa-Temporada Húmeda
(Abril)



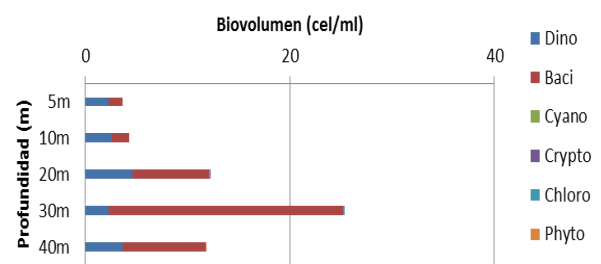
d) Abundancia en la columna de agua:
Bajo Ruso-Temporada Húmeda (Abril)



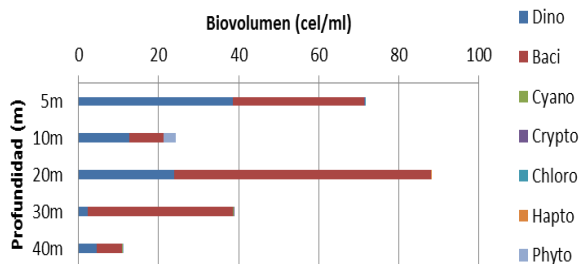
b) Abundancia en la columna de agua:
Punto Control Norte-Temporada
Húmeda (Abril)



e) Abundancia en la columna de agua:
Punto Control Sur-Temporada
Húmeda (Abril)



c) Abundancia en la columna de agua:
Tiburón Arrecho-Temporada Húmeda
(Abril)



f) Abundancia en la columna de agua:
Bajo Hancock-Temporada Húmeda
(Abril)

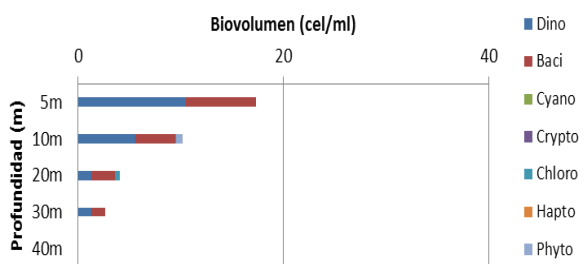


Figura 2411. Abundancia de fitoplancton en la columna de agua en el mes de abril en los distintos puntos de muestreo.

Junio

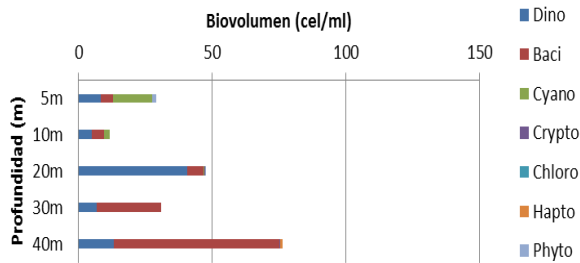
Zona Norte

Se pudo observar la dominancia de Bacillariophytas en LE (Figura 25a) con un valor promedio de 14,73 cel/ml y en PCN con un número promedio de 6,94 cel/ml (Figura 25b). En TA se caracterizó por la dominancia de Dinophytas con un valor de 20,23 cel/ml (Figura 25c).

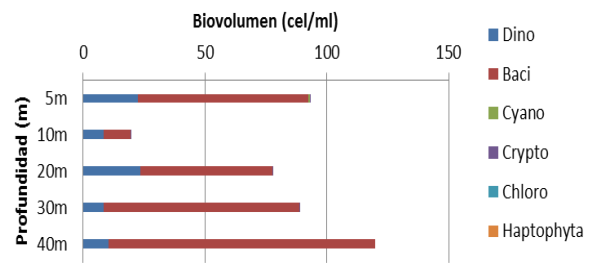
Zona Sur

Se observó que los tres puntos de muestreo tuvieron dominancia de Bacillariophytas con valores promedio de 64,81 cel/ml en BR (Figura 25d), 222,13 cel/ml en PCS (Figura 24e) y 108,81 cel/ml en BH (Figura 25f).

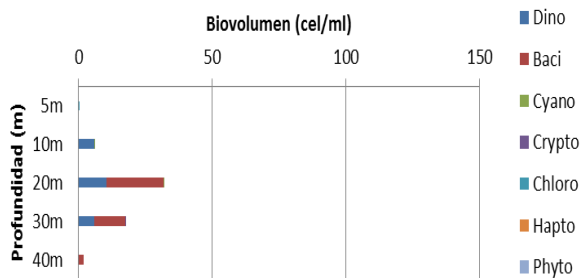
a) Abundancia en la columna de agua:
La Estampa-Temporada Transición
(Junio)



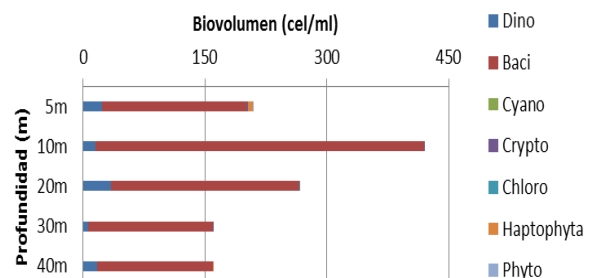
d) Abundancia en la columna de agua:
Bajo Ruso-Temporada Transición
(Junio)



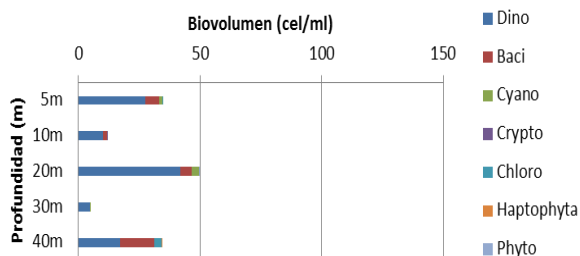
b) Abundancia en la columna de agua:
Punto Control Norte-Temporada
Transición (Junio)



e) Abundancia en la columna de agua:
Punto Control Sur-Temporada
Transición (Junio)



c) Abundancia en la columna de agua:
Tiburón Arrecho-Temporada
Transición (Junio)



f) Abundancia en la columna de agua:
Bajo Hancock-Temporada Transición
(Junio)

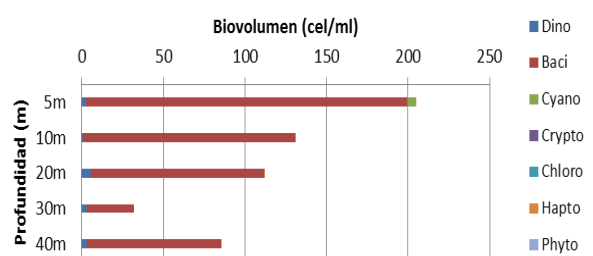


Figura 25. Abundancia de fitoplancton en la columna de agua en el mes de junio en los distintos puntos de muestreo.

Octubre

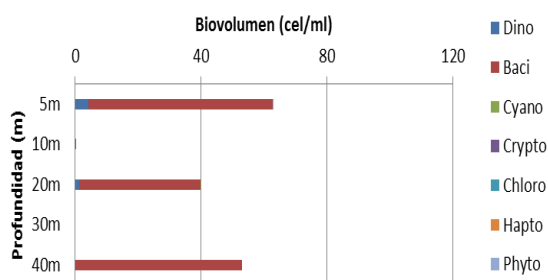
Zona Norte

Se observó dominancia de Bacillariophytas en los tres puntos de muestreo. En LE el valor promedio fue de 30,05 cel/ml (Figura 26a). En PCN el valor promedio fue de 123,34 cel/ml (Figura 26b). En TA el valor promedio fue de 80,52 cel/ml (Figura 26c).

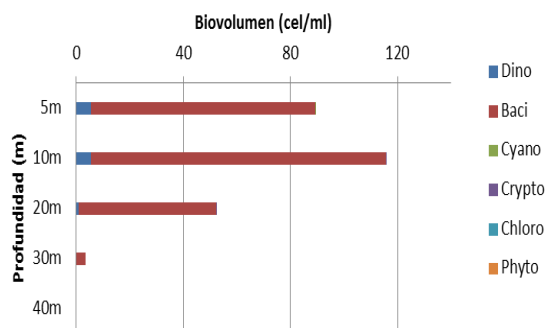
Zona Sur

Se observó que en las tres zonas de muestreo hubo dominancia de Bacillariophytas. BR tuvo 49,76 cel/ml de valor promedio (Figura 26d). En PCS el valor promedio fue de 21,02 cel/ml (Figura 26e). En tanto que BH tuvo un valor promedio de 25,92 cel/ml (Figura 26f).

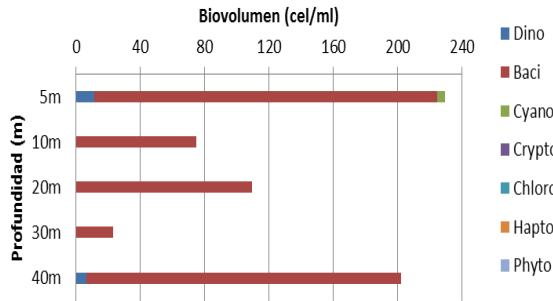
a) Abundancia en la columna de agua:
La Estampa-Temporada Seca
(Octubre)



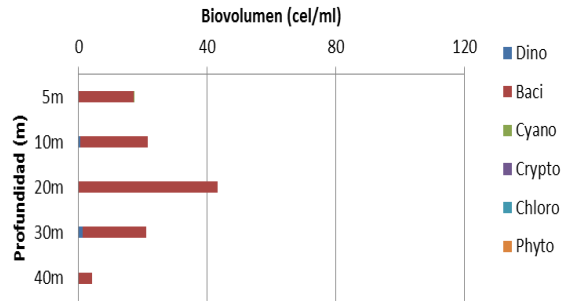
d) Abundancia en la columna de agua:
Bajo Ruso-Temporada Seca (Octubre)



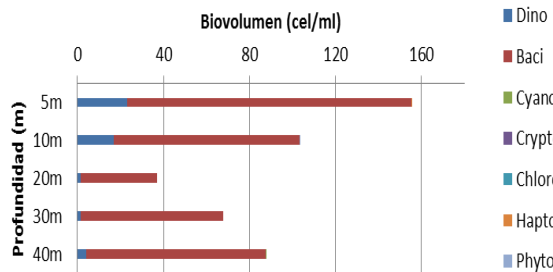
**b) Abundancia en la columna de agua:
Punto Control Norte-Temporada Seca
(Octubre)**



**e) Abundancia en la columna de agua:
Punto Control Sur-Temporada Seca
(Octubre)**



**c) Abundancia en la columna de agua:
Tiburón Arrecho-Temporada Seca
(Octubre)**



**f) Abundancia en la columna de agua:
Bajo Hancock-Temporada Seca
(Octubre)**

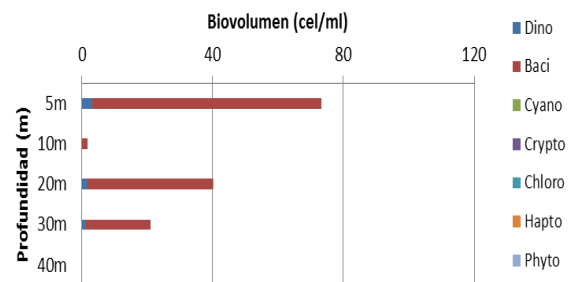


Figura 26. Abundancia de fitoplancton en la columna de agua en el mes de octubre en los diferentes puntos de muestreo

CAPÍTULO V

Discusión

5.1 Factores abióticos

5.1.1 Temperatura y Salinidad

En cuanto a las características físicas (temperatura y salinidad) en cada punto de muestreo durante las temporadas seca, transición y húmeda se observó que la temperatura y la salinidad superficial del mar registradas en el mes de abril fueron de 27,5°C con 33,7 UPS en la zona norte y 26,5°C con 34,4 UPS para la zona sur, mostrando niveles elevados en la temperatura para la temporada húmeda, la cual se caracteriza por la presencia de aguas cálidas con temperaturas que generalmente están entre 22°C a 25° C (Lucero y Mindiola 2007) y con respecto a salinidad se observan valores normales para la temporada que se caracteriza por valores de 33,5 UPS a 34,4 UPS (Lucero 2002). Se registraron anomalías positivas para El Niño para la región El Niño 1+2 donde se localiza Galápagos, lo que afectó en la temperatura superficial del mar con un máximo de 2,5°C para Galápagos (Comisión Permanente del Pacífico Sur 2015).

En el mes de junio los valores registrados de temperatura superficial en la zona norte fueron de 26,5°C a 27°C con concentraciones superficiales de salinidad de 34,7 UPS y en la zona sur fueron de 26,8°C y 27°C con concentraciones superficiales de salinidad de 34,6 UPS muestran niveles elevados de temperatura superficial para la temporada que se caracteriza por rangos de temperatura superficial de entre 19°C y 23°C y valores de salinidad superiores a 34,8 UPS (Lucero 2002). Este mes se caracterizó por la presencia de anomalías positivas de 4,5°C para el Niño en Galápagos (Comisión Permanente del Pacífico del Sur 2015).

En octubre se registró una disminución en las anomalías de El Niño para la región El Niño 1+2 (Comisión Permanente del Pacífico del Sur 2015) con un máximo de 2°C alrededor de las islas Galápagos (Comité Nacional ERFEN 2015) pero estos valores no se ven reflejados en la temperatura y salinidad superficiales registradas en los puntos de muestreo los cuales fueron de 23,5°C con 35 UPS para la zona norte y 23°C con 34,85 UPS para la zona sur, mostrando normalidad en los valores esperados para esta temporada que se caracteriza por rangos de temperatura superficial de entre 19°C y 23°C y valores de salinidad superiores a 34,8 UPS (Lucero 2002), esto puede deberse a que las anomalías positivas superiores a 2°C se encontraban al sur y al oeste de las islas, mientras que la cuenca de Panamá mostraba condiciones normales de temperatura superficial es decir anomalías cero (Comité Nacional ERFEN 2015).

5.1.2 Nutrientes

En lo referente a la disponibilidad de nutrientes (Fosfato, Nitrato y Silicato) en cada punto de muestreo durante las temporadas seca, transición y húmeda se encontraron concentraciones de nitrato, fosfato y silicato en la mayoría de estaciones de muestreo que variaron con la estacionalidad. Graco et al. (2007) describe que en aguas oceánicas se observa que mientras el nitrato y silicato pueden agotarse durante los afloramientos, el fósforo está siempre en exceso, pero en el Océano Pacífico se observa un patrón de altas concentraciones de nitrato (Gilmore 2006). En la concentración de nutrientes, nitrato fue dominante, hubo bajas cantidades de fosfato y concentraciones de silicato casi nulas a ciertas profundidades a excepción de octubre donde hubo un pequeño incremento. A pesar de que el nitrato es importante para el crecimiento del fitoplancton (Lindley y Barber 1998), éste prefiere usar el amonio como fuente de nitrógeno porque ya está reducido y es más fácil asimilarlo, por el contrario, para incorporar al nitrato se necesita mayor cantidad

de energía para reducirlo por lo que es usado en ausencia del amonio (Dickson 2006), otro factor que regula la concentración de nitrato es el pastoreo sobre el fitoplancton (Graco et al. 2007).

La variación de silicatos está muy asociada con la variabilidad de las fases activas y pasivas de la surgencia y de los tipos de poblaciones de fitoplancton presente (Zuta y Guillén 1970). Los florecimientos de diatomeas pueden agotar totalmente al silicato ya que lo usan para la formación de su caja externa lo que explica sus bajas concentraciones y su regeneración en las capas superficiales es mínima, siendo el primer nutriente en agotarse y ser limitante para los organismos que lo utilizan (Nelson et al. 1981, Dickson 2006).

Las interacciones entre corrientes y los bajos producen afloramientos localizados (Coelho y Santos 2003) con elevados niveles de nutrientes con concentraciones altas en silicato y nitrato en comparación a áreas alrededor (Kozlov et al. 1982, Coelho y Santos 2003). En la zona de muestreo no se cumple estrictamente esta condición, ya que en algunos casos se observa mayor concentración de nutrientes en los puntos control, esto puede deberse a que el agua aflorada es arrastrada desde los bajos a las zonas cercanas (Kiriakoulakis y Wolff 2005) y su variación en la concentración estacional se debe a los cambios de las diferentes masas de agua y la intensidad del afloramiento (Guillén 1983, Graco et al. 2007).

Las aguas que afloran juegan un rol importante debido a que cada masa de agua tiene sus propias características (Guillén 1983), en el mes de abril la corriente que influye es la corriente Nor-ecuatorial que trae aguas cálidas pobres en nutrientes además de que los ramales de la Surcorriente ecuatorial generan afloramiento casi permanente al noreste y

sureste de la Isla Santa Cruz explicando las concentraciones de nutrientes. En junio hay transición y empieza la influencia de la Corriente de Perú y de la Subcorriente Ecuatorial que traen aguas frías ricas en nutrientes desde las profundidades lo que explica el aumento de nutrientes y en octubre sigue influyendo las mismas corrientes frías junto con la Contracorriente de Cromwell que causa afloramientos con alto contenido en silicato (Guillén 1983, Furuya et al. 1995, Dickson 2006, Kuhn 2010).

Los nutrientes se encuentran en exceso con respecto a las concentraciones requeridas por los organismos (Graco et al. 2007), pero durante El Niño la nutriclina se profundiza causando que los eventos de surgencia se desarrollen en áreas muy reducidas, cambiando la distribución de los nutrientes y evitando que estos sean repuestos en la superficie (Dickson 2006, Graco et al. 2007, Herring 2010), por lo que las concentraciones de nutrientes se caracterizan por ser bajas (Dickson 2006). A pesar de ello los valores obtenidos mostraron estar dentro de los valores registrados por Rodríguez y Valencia (2000) e INOCAR (2001) en épocas sin El Niño, donde obtuvieron rangos entre 0,13-1,4 $\mu\text{mol/L}$ de fosfato, 4-17 $\mu\text{mol/L}$ de nitrato y 2,6-13,8 $\mu\text{mol/L}$ de silicato, esto puede ser ya que durante El Niño el afloramiento costero continúa pero los aguas subsuperficiales que afloran son calientes, pobres en nutrientes (Guillén 1983) por lo que otras formas de abastecimiento de nutrientes en la capa superficial se debe a la descomposición de la materia orgánica in situ, transporte de corrientes y la ocurrencia de procesos biogeoquímicos de regeneración (Guillén 1983, Graco et al. 2007).

5.2 Clorofila

La clorofila es usualmente indicadora de la biomasa fitoplanctónica (Torres y Tapia 2000, Morales y Brugnoli 2001). Los valores de clorofila obtenidos en cada punto de muestreo en las estaciones seca y húmeda mostraron mayor concentración en la zona norte

en el punto control en ambos meses; en la zona sur se observó menor concentración de clorofila pero BR fue el que tuvo el mayor valor en ambos meses. En los bajos se suele observar niveles altos de clorofila pero no es una norma (White et al. 2007), por lo que con menos frecuencia pueden exhibir la reducción de los indicadores de productividad primaria, como la clorofila (Venrick 1991) en comparación con el océano abierto vecino. Dickson (2006) observó altas concentraciones de clorofila donde existió altas concentraciones de nitratos pero otros autores Gilmore (2006), Graco et al. (2007) y Kuhn (2010) reportaron casos en donde existieron altas concentraciones de nitrato y baja clorofila en el océano y alrededor de las Islas Galápagos; este exceso con respecto a la asimilación por parte del fitoplancton se da en condiciones pobres de hierro bio-disponible, el cual es el factor regulador del crecimiento (Graco et al. 2007)

Maxwell (1974) en un estudio que realizó sobre productividad biológica mediante mediciones de clorofila en la Isla Isabela describió dos características: 1) en los meses de enero, febrero, abril y junio el patrón fue $\text{Clorofila} < 1 \text{mg/m}^3 < \text{Productividad}$ y 2) en los meses de julio, septiembre, octubre y diciembre existió un patrón $\text{Clorofila} > 1 \text{mg/m}^3 > \text{Productividad}$, esto no se cumple en los resultados obtenidos donde la mayor concentración de clorofila se observó en el mes de abril con valores superiores de 1mg/m^3 en la zona norte siendo aguas productivas, a excepción de la zona sur que tiene valores menores a 1mg/m^3 , y en el mes de octubre donde los valores, tanto zona norte y sur, tuvieron valores menores de 1mg/m^3 siendo aguas de baja productividad pero los mayores valores estuvieron en la zona sur. El Pacífico ecuatorial se caracteriza por ser una región alta en niveles de nutrientes y baja en concentración de clorofila; además, la producción primaria depende de varios factores como temperatura, radiación, nutrientes, procesos de circulación y de mezcla y en especial de los afloramientos (Guillén 1983) pero durante El Niño la nutriclina se profundiza y los afloramientos son desplazados por aguas cálidas pobres en nutrientes, provocando un descenso en la concentración de clorofila (Guillén 1983, Morales y Brugnoli 2001, Dickson 20016)

5.3 Composición taxonómica

Respecto a la composición taxonómica de las comunidades fitoplanctónicas de “los bajos” al norte y sur de la Isla Santa Cruz durante las temporadas seca, transición y húmeda se identificaron 413 especies de las cuales dominaban Bacillariophytas y Dinophytas con 44,07% y 43,34% respectivamente, hubo muy baja presencia de individuos de otros grupos taxonómicos. Las diatomeas son el grupo más exitoso del grupo de fitoplancton eucariótico en el océano (Deuk et al. 2012) y son seguidas por los dinoflagelados (Gómez et al. 2011). Las diatomeas tienen tendencia a aguas frías y los dinoflagelados a aguas cálidas pero no son consideradas buenas indicadores a nivel de grupo taxonómico, ya que hay especies de diatomeas que pueden estar en aguas cálidas y dinoflagelados que pueden estar en aguas frías (Armijos 2007). Las diatomeas dominan las comunidades fitoplanctónicas cuando existen condiciones de alta concentración de nutrientes por afloramientos intensos y sin barreras con la región costera, por lo que se observa su dominancia en lugares donde existe el patrón de altas concentraciones de nutrientes y baja concentración de clorofila como se cumple en el Océano Pacífico (Sarhou et al. 2004, Dickson 2006, Alvain et al. 2008). En El Niño, que supone la elevación de la temperatura en el agua de mar (Alonso 1999), se caracteriza por la presencia dominante de dinoflagelados (Pesantes 1980); en los resultados obtenidos se observa dominancia de diatomeas especialmente céntricas en temporada seca y fría y en transición hubo tanto céntricas como penadas similar a los resultados que tuvieron Morales y Brugnoli (2001). La dominancia de diatomeas explica las escasas concentraciones de silicato (Dickson 2006). Se observó dominancia de nanoplancton sobre el microplancton ya que las células pequeñas de fitoplancton crece más rápido en temperaturas altas (Lenz 1992) y en aguas de baja concentración de nutrientes por tener un área superficial más grande en relación a su rango de volumen (Redden et al. 2008).

Entre las especies dominantes estuvieron *Pseudo-nitzschia* cf. *delicatissima* en todas las estaciones en los tres meses de muestreo y *Corethron pennatum* estuvo presente solo en octubre con dominancia en la zona norte. *Pseudo-nitzschia delicatissima* es una especie dominante propia del área de Galápagos (Torres y Tapia 2002), está relacionada a las altas concentraciones de clorofila y a la Corriente de Cromwell siendo indicadora de aguas frías altas en salinidad (Torres y Tapia 2000, Galeano y Arteaga 2010) por lo cual se esperaría que representantes de los dinoflagelados predominaran en condiciones El Niño (Rojas et al. 1985, Avaria 1984, Constain y Delgado 1985, Ochoa et al. 1985, Castillo y Vizcaíno 1992, Osorio y Castillo 1993, Vizcaíno 1993, Mendoza 1996, García 2001, CCCP 2002) en lugar de esta especie. *Corethron pennatum* es una especie de condiciones frías estrictamente siendo abundante en los meses de septiembre y octubre (Torres y Tapia 2000, Torres y Tapia 2002) meses donde la Corriente de Cromwell logra sus mayores velocidades (Guillén 1983); además la influencia de El Niño en el mes de octubre se centró en la zona sur y oeste de las islas (INOCAR et al. 2015) por lo que su dominancia se observa en la zona norte.

5.4 Biomasa de las comunidades fitoplanctónicas

En cuanto a la influencia de los bajos sobre las comunidades fitoplanctónicas, la opinión común dice que la mejora de la productividad primaria se da gracias a los afloramientos locales y por los nutrientes atrapados por las columnas Taylor (Taylor 1923; Uda y Ishino 1958; Hogg 1973; Huppert 1975; Huppert y Byan 1976; Boehlert and Genin 1987; Dower et al. 1992; Nycander y Lacasce 2004) pero evidencia directa sobre esto parece difícil de obtener (Furuya et al. 1995, Genin 2004). Las columnas Taylor pueden ser temporales, estacionales o semi-permanentes por lo que su influencia en la biología de los bajos es difícil de determinar (Rogers 2004).

La distribución en la columna de agua fue variada para todos los puntos. Según Genin (2004) se esperaría que el efecto del bajo en la productividad biológica sea aguas abajo en lugar de por encima de la cumbre porque el agua aflorada es a menudo arrastrada antes de que un pedazo de biomasa de fitoplancton se desarrolle, a no ser que hubiera algún atrapamiento de agua pero Machin et al (2009) afirma que si existe actividad biológica en la superficie por los nutrientes aflorados. Se observó la presencia de especies bentónicas como *Proboscia alata*, *Cocconeis* sp., *Pleurosigma angulatum*, *P. nicobaricum*, *Licmophora abbreviata*, *Gramatophora oceánica*, *G. marina* y *Tropinodeis* sp., además de altas concentraciones de materia orgánica, lo que indica zonas de fuerte turbulencia en la columna de agua (Tapia y Torres 2000), condiciones para las que las diatomeas están adaptadas (Margalef 1978); esto se debe a flujos de fondo amplificado sobre topografías abruptas (Kiriakoulakis y Wolff 2005). Esta alta turbulencia también explica porque grupos como las cianobacterias no proliferan, debido a que requieren tiempos largos de retención del agua para crecer y aprovechar los nutrientes del entorno (Mur et al. 1999, Jeppesen et al. 2007).

5.5 Diversidad

Acerca de la diversidad de las comunidades fitoplanctónicas de “los bajos” al norte y sur de la Isla Santa Cruz durante las temporadas seca, transición y húmeda en los resultados se observó que la mayor diversidad estuvo en el bajo TA en las temporadas húmeda y seca. LE presentó la mayor diversidad en la temporada de transición. La temporada de transición y seca mostraron la mayor diversidad en los bajos de la zona norte en comparación al punto control. En la zona sur BR es el que tiene la mayor diversidad en junio y octubre; en el mes de abril se observó que PCS tuvo la mayor diversidad y junto a BH mostraron una alta diversidad, a diferencia de BR que mostró una mediana diversidad observándose una respuesta biológica en los bajos gracias a las dinámicas locales pero la cuantificación de la respuesta se debe a la variabilidad de las fuerzas físicas (White et al.

2007).

Un factor para la gran diversidad es que los bajos son obstáculos para las corrientes (White et al. 2007) afectando la circulación, intensificando el flujo y aumentando la turbulencia, mejorando la mezcla y dando origen a ondas internas, remolinos y columnas Taylor (Roden 1986, Coelho y Santos 2003), todo esto genera disturbancia del ambiente dando paso a sucesiones en las comunidades fitoplanctónicas resultando en la heterogeneidad temporal y espacial de las especies (Vanilla et al. 2014). Otro factor es que los bajos son lugares con altos niveles de nutrientes (Koslov et al. 1982) y el fitoplancton tiene una alimentación selectiva donde cada especie tiene su requerimiento de nutrientes específico (Vanilla et al. 2014) y los que son oportunistas crecen más rápido tendiendo a dominar (Barton et al. 2010).

CAPÍTULO VI

Conclusiones y recomendaciones

6.1 Conclusiones

- Respecto a los factores físicos, las temperaturas registradas del 2015 afirman la presencia de El Niño en las Islas Galápagos incidiendo en la estructura físico-química del Archipiélago, siendo un evento de El Niño muy fuerte por presentar anomalías de hasta 4,5°C de temperatura superficial. En octubre la influencia de El Niño disminuyó afectando solo al área oeste y sur, alrededor de las Galápagos.

- En relación a los factores químicos, las concentraciones de nutrientes mostraron patrones normales para las aguas oceánicas de Galápagos. El nitrato fue el nutriente con mayor concentración, que a pesar de ser importante para varios procesos biológicos del fitoplancton, es de difícil asimilación ya que requiere grandes cantidades de energía para reducirlo. Los bajos niveles de silicato se deben a la dominancia de las diatomeas.

- Los bajos tienen influencia sobre las áreas vecinas en la circulación y en la distribución de los nutrientes que afloran. En términos de biomasa, a pesar de existir un evento El Niño hubo dominancia de diatomeas, las cuales tienen tendencia a aguas frías, con *Pseudo-nitzschia cf. delicatissima* como representante confirmando ser especie dominante propia de Galápagos. *Corethron pennatum* indica afloramientos de aguas frías en el mes de octubre siendo consistente con la disminución de El Niño en el área. La influencia de los bajos sobre la biomasa no presenta datos consistentes mostrando ser un factor que no determina los efectos de los mismos sobre las comunidades fitoplanctónicas.

- Acerca de la diversidad fitoplanctónica, los bajos tienen una influencia positiva sobre la misma gracias a su dinámica local como los

afloramientos y la influencia en los flujos, permitiendo sucesiones rápidas en las cuales afloran especies oportunistas.

En conclusión, los bajos tienen efecto positivo sobre las comunidades fitoplanctónicas y difiere según la estacionalidad. Este efecto se observa en la diversidad, más no en la clorofila y biomasa cuyo efecto no necesariamente se expresa localmente. Hay varios factores que influyen en los bajos como; la dinámica de las corrientes marinas, su biogeografía, la profundidad, entre otros; que afectan sobre las sucesiones fitoplanctónicas, en la acumulación de clorofila y en los afloramientos de nutrientes y su distribución local y en áreas pelágicas.

6.2 Recomendaciones

- Es importante realizar este estudio anualmente para poder entender mejor el efecto de los bajos en la productividad primaria.
- Cómo este estudio fue realizado durante el evento El Niño, es interesante comparar con resultados obtenidos en época No El Niño para saber cómo influyó este evento en los bajos y sus comunidades.
- Es recomendable analizar la influencia del pastoreo sobre las concentraciones de los nutrientes para entender un poco más la dinámica que existe entre los factores bióticos y abióticos.
- La realización de un estudio sobre la dinámica entre las corrientes y los bajos, además de su influencia en los afloramientos es interesante para entender mejor su influencia en áreas vecinas.
- Realizar un estudio para determinar la formación de las Columnas Taylor en los bajos en las tres temporadas en las que se realizó este estudio podría aportar más al entendimiento de los resultados obtenidos y de los bajos.

LITERATURA CITADA

Ackelson SG (1986) En: Tapia M, Torres G (2000) Variabilidad fitoplanctónica en 5 Bahías, Islas Galápagos (Ecuador). Acta Oceanográfica del Pacífico, INOCAR 10.

Agriculture and Agri-food Canada, Agri-environment Services Branch (2011) Algae identification: Lab guide. Canada: Her Majesty the Queen in Right of Canada.

Ajani P, Rissik D (2009) Coastal and marine phytoplankton: diversity and ecology. En: Suthers I, Rissik D (eds) Plankton: A guide to their ecology and monitoring for water quality. Collingwood: CSIRO. 141-156.

Alanís-Rodríguez E, Aguirre-Calderon O, Jiménez-Pérez J, Pando-Moreno M, Treviño-Garza EJ, Aranda-Ramos R, Canizales-Velázquez PA (2010) Efecto de la severidad del fuego sobre la regeneración asexual de especies leñosas de un ecosistema mixto (*Pinus-Quercus*) en el Parque Ecológico Chippingue, México. Interciencia 35(9): 690-695.

Al-Kandari M, Al-Yamani FY, Al-Rifaie K (2009) Marine Phytoplankton Atlas of Kuwait's Waters. Kuwait: Kuwait Institute for Scientific Research.

Allain V, Kerandel JA, Andréfouët S, Magron F, Clark M, Kirby D, Muller FE (2008) Enhanced seamount location database for the western and central Pacific Ocean: screening and cross-checking of 20 existing datasets. Deep-Sea Research I 55(8): 1035-1047.

Alonso JA (1999) Aproximación al estudio de las corrientes oceánicas y su influencia en el clima. El fenómeno de la Corriente de El Niño. Nimbus (3): 5-26.

Alvain S, Moulin C, Dandonneau Y, Loisel H (2008) Seasonal distribution and succession of dominant phytoplankton groups in the global ocean: A satellite view. Global Biogeochemical Cycles 22. Disponible en: <http://dx.doi.org/10.1029/2007GB003154>.

Arcos F (2010) Planctonología en el Ecuador. 1st ed. Guayaquil. ESPOL.

Armijos S (2007) Validez del plancton marino como indicador de condiciones oceanográficas en aguas ecuatorianas. Tesis de Biología no publicada. Universidad de Guayaquil, Guayaquil.

Avaria S (1984) Cambios en la composición y biomasa del fitoplancton marino del norte de Chile durante el Fenómeno El Niño 1982-1983. En: Galeano AM, Arteaga E (2010) Distribución y abundancia de diatomeas del Género *Pseudo-nitzschia* en condición El Niño 2007 sobre la Cuenca Pacífica Colombiana. Bol. Invest. Mar. Cost. 39(1):25-39.

Baque J, Páez D, Wolff M (2012) Hábitos alimentarios de dos peces pelágicos *Thunnus albacora* y *Acanthocybium solandri* de la Reserva Marina Galápagos. Revista de Biología Marina y Oceanografía. 47(1):1-11.

Barton A, Dutkiewics S, Flierl G, Bragg J, Follows MJ (2010) Patterns of Diversity in Marine Phytoplankton. Science. (327): 1509-1511.

Basilio VL (2014) Distribución y abundancia del fitoplancton (diatomeas y dinoflagelados) en la Bahía de Santa Elena (Salinas-Ecuador) de julio-diciembre 2013. Tesis de grado. Universidad Estatal Península de Santa Elena.

Batiza R (1982) Abundances, distribution and sizes of volcanoes in the Pacific Ocean and implications for the origin of non-hotspot volcanoes. En: Allain V, Kerandel JA, Andréfouët s, Magron F, Clark M, Kirby D, Muller FE. Enhanced seamount location database for the western and central Pacific Ocean: screening and cross-checking of 20 existing datasets. Deep-Sea Research I 55(8): 1035-1047.

Bellinger E, Sigeo D (2010) Freshwater Algae: Identification and Use as Bioindicators. Vol. 1. En: Molina M. Efectos del derrame de petróleo sobre sobre la comunidad fitoplanctónica de la laguna de Papallacta y sus principales afluentes. Tesis de grado. Universidad Internacional del Ecuador.

Berg M, Sutula M (2015) Factors affecting the growth of cyanobacteria with special emphasis on the Sacramento-San Joaquin Delta. The Central Valley Regional Water Quality Control Board. The California Environmental Protection Agency State Water Resources Control Board. Technical Report 869.

Boehlert GW, Genin A (1987) A review of the effects of seamounts on biological processes. En: Kiriakoulakis K, Wolf G. Organic Biochemistry of Seamounts: A review. Oasis

Castillo L, Vizcaíno A (1992) Los indicadores biológicos del fitoplancton y su relación con el fenómeno El Niño 1991-1992 en el Pacífico colombiano. En: Galeano AM, Arteaga E (2010) Distribución y abundancia de diatomeas del Género *Pseudo-nitzschia* en condición El Niño 2007 sobre la Cuenca Pacífica Colombiana. Bol. Invest. Mar. Cost. 39(1):25-39.

CCCP (2002) Compilación oceanográfica de la cuenca pacífica colombiana. En: Galeano AM, Arteaga E (2010) Distribución y abundancia de diatomeas del Género *Pseudo-nitzschia* en condición El Niño 2007 sobre la Cuenca Pacífica Colombiana. Bol. Invest. Mar. Cost. 39(1):25-39.

Chavez FP, Brusca RC (1991). The Galápagos Islands and their relation to oceanographic processes in the Tropical Pacific. En: James MJ (Eds). Galapagos Marine Invertebrates. Tropics in Geobiology 8: 9-33.

Chiriboga A, Ruiz D, Ziemmeck F, Banks S, Jaramillo Díaz P (2011). CDF Checklist of Galapagos Algae - FCD Lista de especies de Algas de Galápagos. En: Bungartz, F., Herrera, H., Jaramillo, P., Tirado, N., Jiménez-Uzcátegui, G., Ruiz, D., Guézou, A. & Ziemmeck, F. (eds.); Charles Darwin Foundation Galapagos Species Checklist - Lista de Especies de Galápagos de la Fundación Charles Darwin [Internet]. Puerto Ayora, Galápagos: Fundación Charles Darwin; 18 Mar 2011. Disponible en: <http://darwinfoundation.org/datazone/checklists/algae/>

Chisholm SW (1992) What limits phytoplankton growth?. En: Torres G (2002) Distribución latitudinal del fitoplancton entre Islas Cocos-Galápagos, noviembre-diciembre 2001. Acta Oceanográfica del Pacífico. INOCAR 11.

Clark MR, Koslow JA (2007) Impacts of fisheries on seamounts. En: Pitcher T, Morato T, Hart P, Clark M, Haggan N, Santos L (Eds) Seamounts: Ecology, Fisheries and Conservation. Reino Unido. Blackwell Publishing.

Coelho H, Santos R (2003) Enhanced primary production over seamounts: A numerical study. 4To Simposio sobre el Margen Ibérico Atlántico.

Coloma A (2007) Reserva Marina de Galápagos. En: ECOLAP y MAE Guía del Patrimonio de Áreas Naturales Protegidas del Ecuador. ECOFUND, FAN, DarwinNet, IGM, Quito.

Comisión Permanente del Pacífico Sur (2015) Estudio Regional del Fenómeno El Niño (ERFEN). Boletín de Alerta Climático Junio. OMM, CPPS, COI. Bac N° 297.

Comisión Permanente del Pacífico Sur (2015) Estudio Regional del Fenómeno El Niño (ERFEN). Boletín de Alerta Climático Octubre. OMM, CPPS, COI. Bac N° 301.

Comisión Permanente del Pacífico Sur (2015) Estudio Regional del Fenómeno El Niño (ERFEN). Boletín de Alerta Climático Abril. OMM, CPPS, COI. Bac N° 295.

Comité Nacional ERFEN (2015) Continúan condiciones de un evento El Niño en el Pacífico Central, a nivel local se prevé el inicio del periodo de lluvias a partir de diciembre. INOCAR, INAMHI, ESPOL, INP, DGAC.

Comité Nacional ERFEN (2015) Monitoreo y proyecciones realizadas, muestran condiciones océano-atmosférica de un evento “El Niño Fuerte” cuyos impactos comenzarían a sentirse en las Islas Galápagos y en el litoral ecuatoriano probablemente y progresivamente a mediados de diciembre. INOCAR, INAMHI, ESPOL, INP, DGAC.

Constain L, Delgado L (1985) Dinoflagelados del Pacífico Colombiano como indicadores del Fenómeno El Niño, crucero PACÍFICO-VIII-ERFEN V, Nov-Dic. 1982. En: Galeano AM, Arteaga E (2010) Distribución y abundancia de diatomeas del Género *Pseudo-nitzschia* en condición El Niño 2007 sobre la Cuenca Pacífica Colombiana. Bol. Invest. Mar. Cost. 39(1):25-39.

Deuk S, Sang J, Hwan J (2012) New record of diatom species in Korean coastal waters. Korean J. Environ. Biol. 30(3): 245-271.

Dickson T (2006) A comparison of concentrations of macronutrients and chlorophyll a in high-and low-chlorophyll concentration areas around the Galapagos Island. University of Washington.

Dimar-CIOH (Ed) (2011). Catálogo de Fitoplancton de la Bahía de Cartagena, Bahía Portete y Agua de Lastre. Dirección General Marítima- Centro de Investigaciones Oceanográficas e Hidrográficas del Caribe, Serie de Publicaciones Especiales CIOH 5.

Dirección del Parque Nacional Galápagos (2014) Plan de Manejo de las Áreas Protegidas de Galápagos para el Buen Vivir. Puerto Ayora: Ministerio del Ambiente. Parque Nacional Galápagos.

Dornelles M, Zanini LH, Werner VR (2012) Cyanobacteria from coastal lagoons in southern Brazil: non-heterocytous filamentous organism. Brazilian Journal of Botany. 35(4):325-338.

Dower J, Freeland H, Juniper K (1992) A strong biological response to oceanic flow past Cobb seamount. En: Kiriakoulakis K, Wolf G. Organic Biochemistry of Seamounts: A review. Oasis

Endfield D (1975) Oceanografía de la Región Norte del Frente Ecuatorial: Aspectos físicos. En: Lucero M. Características oceanográficas de la Región Insular. Acta Oceanográfica del Pacífico. 11(1):7-15.

Escobar MJ (2012) Caracterización del estado de salud ecológica de los cuerpos de agua en el sector agrícola de la parroquia de Puéllaro utilizando comunidades de plancton como bioindicadores. Tesina de Grado. Universidad Internacional del Ecuador.

Escribano R, Castro L (2004) Plancton y productividad. En: Werlinger C (ed) Biología marina y oceanografía: conceptos y procesos. Concepción: Fondo Nacional del Libro y Lectura. 289-314.

Espinoza J, Amaya O, Quintanilla R (2013) Atlas de Fitoplancton marino. Universidad del Salvador, Ciudad Universitaria, San Salvador.

Fehling J, Davidson K, Bates SS (2005) Growth dynamics of non-toxic *Pseudo-nitzschia delicatissima* and toxic *P. seriata* (Bacillariophyceae) under simulated spring and summer photoperiods. Harmful Algae (4): 763-769.

Fiori E (2012) Phytoplankton response to environmental variables and organic pollutants: laboratory cultures and numerical simulations experiments. Tesis de Doctorado. Università di Bologna.

Fogg GE (1991) The phytoplanktonic ways of life. En: Fiori E. Phytoplankton response to environmental variables and organic pollutants: laboratory cultures and numerical simulations experiments. Tesis de Doctorado. Università di Bologna.

Furuya K, Odate T, Taguchi K (1995) Effects of a seamount on phytoplankton production in the western Pacific Ocean. En: Sakai H, Nozaki Y. Biogeochemical Processes and Ocean Flux in the Western Pacific. Terra Scientific Publishing Company. Tokio, pp 255-273.

Galeano AM, Arteaga E (2010) Distribución y abundancia de diatomeas del Género *Pseudo-nitzschia* en condición El Niño 2007 sobre la Cuenca Pacífica Colombiana. Bol. Invest. Mar. Cost. 39(1):25-39.

Garaté I (2014) Proliferation of *Levanderina fissa* y *Polykrikos hartmannii* (Dinophyceae: Gymnodiniales) in Bahía de la Paz, Gulf of California, México. CICIMAR Oceánides. 29(2):25-35.

Garaté I (2014) Unarmed dinoflagellates present during a bloom of *Ceratoperidinium falcatum* in Bahía de la Paz, Gulf of California. Revista de Biología Marina y Oceanografía. 49(3):577-587.

Garaté I, García F, Pérez B, Días JA (2011) First record of *Cochlodinium convolutum* and *C. helicoides* (Gymnodiniales: Dynophyceae) in the Gulf of California. Revista de Biología Marina y Oceanografía. 46(3):495-498.

García I (2001) Efecto de los eventos El Niño y La Niña sobre las comunidades del fitoplancton al interior de la ensenada de Tumaco (Colombia). En: Galeano AM, Arteaga E (2010) Distribución y abundancia de diatomeas del Género *Pseudo-nitzschia* en condición El Niño 2007 sobre la Cuenca Pacífica Colombiana. Bol. Invest. Mar. Cost. 39(1):25-39.

Genin A (2004) Bio-physical coupling in the formation zooplankton and fish aggregations over abrupt topographies. En: Kiriakoulakis K, Wolf G. Organic Biochemistry of Seamounts: A review. Oasis

Gilmore B (2006) Primary Production around the Galapagos Islands and effects of cloud cover and differing light regimes. University of Washington.

Gómez F, Moreira D, López P (2011) Avances en el estudio de los dinoflagelados (Dinophyceae) con la filogenia molecular. Hidrobiología. 21(3):343-364.

Graco M, Ledesma J, Flores G, Girón M (2007) Nutrientes, oxígeno y procesos biogeoquímicos en el sistema de surgencias de la Corriente de Humbolt frente a Perú. *Rev. Peru. Biol.* 14(1): 117-128.

Guillén O (1983) Condiciones oceanográficas y sus fluctuaciones EN EL Pacífico Sur Oriental. Estudios oceánicos y comparación regional. Instituto del Mar del Perú.

Guiry MD, Guiry GM; AlgaeBase [Internet]. Galway: World-wide electronic publication, National University of Ireland; 26 de agosto, 2016. Disponible en: <http://www.algaebase.org>.

Hallegraeff G (2002) *Aquaculturists' guide to harmful australian microalgae*. 2nd ed. Hobart: School of Plant Science, University of Tasmania.

Heneash AMM, Tadrose HRZ, Hussein MMA, Hamdona SK, Abdel-Aziz N, Gharid SM (2014) Potential effects of abiotic factors on the abundance and distribution of the plankton in the Western Harbour, south-eastern Mediterranean Sea, Egypt. *Oceanología* 57: 61-70.

Hernández DU, Herrera P, Pérez A, Ceballos JGA (2010) Marine Planktonic Diatoms of the Order Rhizosoleniales (Bacillariophyta) from the Tropical Mexican Pacific. *Vie Et Milieu-Life and Environment*. 60(2):95-107.

Herring D; NasaEarth Observatory [Internet]. Nasa Goddard Space Flight Center; 1999, 15 de julio, 2010. Disponible en: http://earthobservatory.nasa.gov/Features/Phytoplankton/phytoplankton_1999.pdf

Hesse R, Allee WC, Schmidt KP (1937) *Ecological animal geography: An authorized rewritten edition based on Tiergeographie auf oekologischer Grundlage*. En: Uchida R, Hayasi S, Boehlert G (eds). *Environment and resources of seamounts in the North Pacific*. NOAA.U.S Department of Commerce. NMFS. Technical Report NMFS 43.

Hillier JK, Watts AB (2007) Global distribution of seamounts from ship-track bathymetry data. En: Allain V, Kerandel JA, Andréfouët s, Magron F, Clark M, Kirby D, Muller FE. Enhanced seamount location database for the western and central Pacific Ocean: screening and cross-checking of 20 existing datasets. *Deep-Sea Research I*. 55(8): 1035-1047.

Hogg NG (1973) On the stratified Taylor column. En: Kiriakoulakis K, Wolf G. *Organic Biochemistry of Seamounts: A review*. Oasis.

Houvenaghel GT (1984) Oceanographic setting of the Galápagos Islands. En: James MJ (Eds). *Galapagos Marine Invertebrates. Tropics in Geobiology* 8: 9-33.

Hupper HG Bryan K (1976) Topographically generated eddies. En: Kiriakoulakis K, Wolf G. *Organic Biochemistry of Seamounts: A review*. Oasis

Hupper HG (1975) Some remarks on the initiation of inertial Taylor columns. En: Kiriakoulakis K, Wolf G. *Organic Biochemistry of Seamounts: A review*. Oasis.

INOCAR (2001) Informe técnico del Crucero Costero Insular CO-02-01.

INOCAR (2005) Derrotero: de la costa continental e insular del Ecuador. Guayaquil. INOCAR.

Ishida K, Green BR (2002) Second-and-third hand chloroplasts in dinoflagellates: phylogeny of oxygen-evolving enhancer 1 (PsbO) protein reveals replacement of a nuclear-encoded plastid gene by that of a haptophyte tertiary endosymbiosis. En: Lee RE. *Phycology*. 4rd ed. New York: Cambridge University Press.

Jeppesen E, Kronvang B, Meerhoff M, Sondergaard M, Hansen KM, Andersen HE, Lauridsen TL, Liboriussen L, Beklioglu M, Ozen A, Olensen JE (2007) Climate change effects on runoff, catchment phosphorus loading and lake ecological state, and protein adaptations. En: Berg M, Sutula M. *Factors affecting the growth of cyanobacteria with special emphasis on the Sacramento-San Joaquin Delta*. The Central Valley Regional Water

Quality Control Board. The California Environmental Protection Agency State Water Resources Control Board. Technical Report 869.

Jiménez R (1980) Composición y biomasa del plancton en el Frente Ecuatorial. En: Torres G, Tapia M (2000) Distribución del fitoplancton y su comportamiento en el afloramiento en las Islas Galápagos. Acta Oceanográfica del Pacífico. INOCAR 10.

Jiménez R (1980) El fitoplancton como posible indicador del afloramiento originado por la Subcorriente Ecuatorial (Corriente de Cromwell) al oeste de las Islas Galápagos. En: Armijos S (2007) Validez del plancton marino como indicador de condiciones oceanográficas en aguas ecuatorianas, Tesis de Biología no publicada, Universidad de Guayaquil, Guayaquil.

Jiménez R (1983) Diatomeas y silicoflagelados del fitoplancton del Golfo de Guayaquil. 2nd. Acta Oceanográfica del Pacífico. INOCAR 2.

Kiriakoulakis K, Wolf G (2005) Organic Biochemistry of Seamounts: A review. Oasis.

Koslov VF, Darnitsky VB, Ermakov MI (1982) An experiment in modeling topographic vortices over underwater mountains. En: Furuya K, Odate T, Taguchi K. Effects of a seamounts on phytoplankton production in the western Pacific Ocean. En: Sakai H, Nozaki Y. Biogeochemical Processes and Ocean Flux in the Western Pacific. Terra Scientific Publishing Company. Tokio, pp 255-273.

Kuhn A (2010) Incidencia de la temperatura del mar en las comunidades rocosas submareales de la Reserva Marina de Galápagos. Tesis de Grado. ESPOL.

Larsen J (1994) Unarmoured dinoflagellates from Australian waters I. The genus *Gymnodinium* (Gymnodiniales, Dinophyceae). Phycologia. 33(1):24-33.

Leblanc K, Leynard A, Fernandez C, Rimmelin P, Moutin T, Raimbault P, Ras J, Quéguiner B (2005) A seasonal study of diatoms dynamics in the North Atlantic during the

POMME experiment 2001: Evidence of Si limitation of the spring bloom. En: Alvain S, Moulin C, Dandonneau Y, Loisel H. Seasonal distribution and succession of dominant phytoplankton groups in the global ocean: A satellite view. *Global Biogeochemical Cycles* 22. Disponible en: <http://dx.doi.org/10.1029/2007GB003154>.

Lee RE (2008) *Phycology*. 4rd Ed. New York: Cambridge University Press.

Lenz J (1992) Microbial loop, microbial loop web and classical food chain: their significance in pelagic marine ecosystems. En: Morales A, Brugnoli E. El Niño 1997-1998 impact on the plankton dynamics in the Gulf of Nicoya, Pacific coast of Costa Rica. *Rev. Biol. Trop.* 49(2): 103-114.

Lindley ST, Barber RT (1998) Phytoplankton response to natural and experimental iron addition. En: Dickson T. A comparison of concentrations of macronutrients and chlorophyll a in high-and low-chlorophyll concentration areas around the Galapagos Island. University of Washington.

López FO, Siqueiros DA, Navarro N (2010) Benthic diatoms associated with mangrove environments in the northwest region of México. 1st Ed. México DF: Cicimar-Oceánides.

López R, Cañón M, Gracia M (2011) Diatomeas. En: Dimar-CIOH. Catálogo de Fitoplancton de la Bahía de Cartagena, Bahía Portete y Agua de Lastre. Dirección General Marítima- Centro de Investigaciones Oceanográficas e Hidrográficas del Caribe. Vol 5. Cartagena de Indias: Dimar Ed.

Lucero M (2002) Características oceanográficas de la Región Insular. *Acta Oceanográfica del Pacífico*. 11(1):7-15.

Lucero M, Mindiola M (2007) Distribución de las corrientes superficiales y subsuperficiales en la Caleta Aeolian-Isla Baltra. *Acta Oceanográfica del Pacífico*. 14:14-19.

Lukas R (1985) The termination of the Equatorial Undercurrent in the Eastern Pacific. En: Lucero M. Características oceanográficas de la Región Insular. Acta Oceanográfica del Pacífico. 11(1):7-15.

LUMCON; LUCON'S Guideto phytoplankton (including Harmful algae) from Louisiana estuarine and coastal waters [Internet]. U.S. Environmental Protection Agency, Gulf of Mexico Program, Louisiana Universities Marine Consortium; 2005-2007. Disponible en: <http://phytoplanktonguide.lumcon.edu/default.asp>.

Machin F, Pelegrí JL, Emelianov M, Isern-Fontanet, White M (2009) Mass and nutrient fluxes around Sedlo Seamount. Deep-Sea Research II. 56: 2606-2617.

Maciel E, Hernández D (2013) Especies de dinoflagelados atecados (Dinophyta) de la costa de Chiapas, sur del Pacífico mexicano. Revista de biología marina y oceanografía. 48(2): 245-259.

Magurran AE (1988) Ecological diversity and its measurement. 1st Ed. UK. Chapman and Hall.

Margalef R (1978) Life form of phytoplankton as survival alternatives in an unstable environment. En: Morales A, Brugnoli E. El Niño 1997-1998 impact on the plankton dynamics in the Gulf of Nicoya, Pacific coast of Costa Rica. Rev. Biol. Trop. 49(2): 103-114.

Marzeion B, Timmermann A, Murtugudde R, Jin FF (2005) Biophysical feedbacks in the tropical Pacific. En: En: Sahu KC, Baliarsingh SK, Srichandan S, Lotliker AA, Kumar TS (2013) Monograph on marine plankton of East Coast of India-A cruise report. Hyderabad: Indian National Center for Ocean Information Services.

Maxwell D (1974) Marine Primary Production of the Galapagos Archipelago. En: Tapia M, Torres G. Variabilidad fitoplanctónica en 5 Bahías, Islas Galápagos (Ecuador) Acta Oceanográfica del Pacífico Sur, INOCAR: 10(1): 151-159.

Mendoza A (1996) Fitoplancton del área comprendida entre Caleta Caracas y La Muerte, Bahía Malaga, Pacífico colombiano. En: Galeano AM, Arteaga E (2010) Distribución y abundancia de diatomeas del Género *Pseudo-nitzschia* en condición El Niño 2007 sobre la Cuenca Pacífica Colombiana. Bol. Invest. Mar. Cost. 39(1):25-39.

Min Yun S, Hwan Lee J (2011) Morphology and distribution of some marine diatoms, family Rhizosoleniaceae, genus *Proboscia*, *Neocalyptrella*, *Pseudosolenias*, *Guinardia*, and *Dactyliosolen* in Korean coastal waters. Algae. 26(4):299-315.

Moestrup Ø, Daugbjerg N (2007) On dinoflagellate phylogeny and classification. En Escobar S, Hernández DU. Free-living marine planktonic unarmoured dinoflagellates from the Gulf of Mexico and the Mexican Pacific. Botanica Marina. 58(1): 9-22.

Mofjeld HO, Titov VV, González FI, Newman JC (2001) Tsunami scattering provinces in the Pacific Ocean. En: Allain V, Kerandel JA, Andréfouët s, Magron F, Clark M, Kirby D, Muller FE. Enhanced seamount location database for the western and central Pacific Ocean: screening and cross-checking of 20 existing datasets. Deep-Sea Research I 55(8): 1035-1047.

Morales A, Brugnoli E (2001) El Niño 1997-1998 impact on the plankton dynamics in the Gulf of Nicoya, Pacific coast of Costa Rica. Rev. Biol. Trop. 49(2): 103-114.

Morgan WJ (1971) Convection plumes in the lower mantle. En: Pitcher T, Morato T, Hart P, Clark M, Haggan N, Santos L (Eds) Seamounts: Ecology, Fisheries and Conservation. Reino Unido. Blackwell Publishing.

Muciño RE, Gárate I, López DJ (2015) Variación estacional del Género *Prorocentrum* (Dianophyceae) en dos granjas atuneras en Bahía de la Paz, México. *Acta Biol. Colomb.* 20(1):195-206.

Mur LR, Skulberg OM, Utkilen H (1999) Cyanobacteria in the environment. En: Chorus I, Bartram J (eds). *Toxic Cyanobacteria in Water: A guide to their public health consequences, monitoring and management.* Who.

Nelson DM, Goering JJ, Boisseau DW (1981) Consumption and regeneration of Silicic Acid in three coastal upwelling systems. En: Zuta S, Guillén O. *Oceanografía de las aguas costeras del Perú.* En: Graco M, Ledesma J, Flores G, Girón M. *Nutrientes, oxígeno y procesos biogeoquímicos en el sistema de surgencias de la Corriente de Humbolt frente a Perú.* *Rev. Peru. Biol.* 14(1): 117-128

Nicolaidis F, Murillo JC, Toral MV y Reck G (2002) Bacalao. En: Danulat E, Edgar JG. *Reserva Marina de Galápagos: Línea Base de la Biodiversidad.* Santa Cruz, Galápagos: Fundación Charles Darwin, Servicio Parque Nacional Galápagos.

Noga T, Stanek J, Kochman N, Peszek L, Pajaczek A, Woźniak K (2013) Application of diatoms to assess the quality of the waters of the Baryczka Stream, left-side tributary of the River San. *Journal of Ecological Engineering.* 14(3):8-23.

Nybakken J (1993) *Marine Biology: An ecological approach.* Third edition. En: Torres G, Tapia M (2002) *Fitoplancton en el Afloramiento de las Islas Galápagos durante agosto 2000.* *Acta Oceanográfica del Pacífico, INOCAR* 11.

Nycander J, Lacasce JH (2004) Stable and unstable vortices attached to seamounts. En: Kiriakoulakis K, Wolf G. *Organic Biochemistry of Seamounts: A review.* Oasis

Oceana (2010) *Montañas Submarinas: Propuesta de área marina protegida-Montes sumergidos del Canal de Mallorca (Islas Baleares).* Oceana.

Ochoa N, Rojas B, Gómez O (1985) Identificación del Fenómeno El Niño a través de los organismos fitoplanctónicos. En: Galeano AM, Arteaga E (2010) Distribución y abundancia de diatomeas del Género *Pseudo-nitzschia* en condición El Niño 2007 sobre la Cuenca Pacífica Colombiana. Bol. Invest. Mar. Cost. 39(1):25-39.

Osorio D, Castillo F (1993) Relación climatológica de la temperatura superficial del Pacífico colombiano sobre el fitoplancton marino durante El Niño 1991-1992. En: Galeano AM, Arteaga E (2010) Distribución y abundancia de diatomeas del Género *Pseudo-nitzschia* en condición El Niño 2007 sobre la Cuenca Pacífica Colombiana. Bol. Invest. Mar. Cost. 39(1):25-39.

Oyadomari J; Keweenaw Algae [Internet].Keweenaw Peninsula: Finlandia University, Michigan Technological University; c2001, 29 de Julio, 2011. Disponible en: <http://www.keweenawalgae.mtu.edu/index.htm>.

Parque Nacional Galápagos (1998) Plan de manejo de conservación y uso sustentable para la Reserva Marina de Galápagos. Parque Nacional Reserva Marina de Galápagos, Santa Cruz.

Perry R (2003) A guide to the marine plankton of southern California. 3rd edition. UCLA Marine Science Center Ocean Globe.

Pesantes F (1980) Distribución de los dinoflagelados en el fitoplancton del Mar ecuatoriano. En: Torres G. Composición y distribución del fitoplancton en aguas costeras ecuatorianas durante la Niña, septiembre 2001. Tesis de Maestría no publicada. Universidad de Guayaquil, Guayaquil.

Phycology Section, Patrick Center for Environmental Research [Internet]. Philadelphia: The Academy of Natural Sciences, Drexel University; 1998-2012. Disponible en: https://diatom.anasp.org/algae_image/SearchCriteria.aspx.

Pitcher T, Morato T, Hart P, Clark M, Haggan N, Santos L (Eds) (2007) *Seamounts: Ecology, Fisheries and Conservation*. Reino Unido. Blackwell Publishing.

Piu M (2001) *La Reserva Marina de Galápagos (Ecuador)*. En: Moreno D, Frías A. *Actas de las primeras Jornadas sobre Reservas Marinas y Primera Reunión de la Red Iberoamericana de Reservas Marinas*. Cabo de Gata: 145-158.

Platt P, Jauhary P, Sathyebdranath S (1992) *The importance and measurement of new production*. En: Ramírez G, Giraldo A, Tovar J (2006) *Producción primaria, biomasa y composición taxonómica del fitoplancton costero y oceánico en el Pacífico colombiano (septiembre-octubre, 2004)*. *Investigaciones Marinas* 34: 211-216.

Potts M (1980) *Blue-green algae (Cyanophyta) in marine coastal environments of the Sinai Peninsula; distribution, zonification, stratification and taxonomic diversity*. *Phycologia* 19(1):60-73.

Proudman J (1916) *On the motion of solids in a liquid processing vorticity*. En: Pitcher T, Morato T, Hart P, Clark M, Haggan N, Santos L (Eds). *Seamounts: Ecology, Fisheries and Conservation*. Reino Unido. Blackwell Publishing.

Proyecto Valentines (2011) *Estudio línea base marina: informe para el componente fitoplancton*. Laboratorio Tecnológico de Uruguay.

Ramírez G, Giraldo A, Tovar J (2006) *Producción primaria, biomasa y composición taxonómica del fitoplancton costero y oceánico en el Pacífico colombiano (septiembre-octubre, 2004)*. *Investigaciones Marinas* 34: 211-216.

Redden AM, Kobayashi T, Suther I, Bowling L, Rissik D, Newton G (2009) *Plankton processes and the environment*. En: Suthers I, Rissik D (eds) *Plankton: A guide to their ecology and monitoring for water quality*. Collingwood: CSIRO: 15-38.

Reynolds CS (1984) Phytoplankton periodicity: the interactions of form, function and environmental variability. *Freshwater Biology* 14: 111-142.

Rice EW, Baird RB, Eaton AD, Clesceri LS (eds) (2012) *Standard Methods for the examination of water and wastewater*. 22nd Edition. APHA, AWWA, WEF.

Rizk S, Ryan J (2006) Seamounts influences of ocean surfaces circulation. Unpublished MBARI summer internship project report, Monterey Bay Aquarium Research Institute, Moss Landing.

Roden GI (1986) Aspects of oceanic flow and the thermohaline structure in the vicinity of seamounts. En: Uchida R, Hayasi S, Boehlert G (eds). *Environment and resources of seamounts in the North Pacific*. NOAA.U.S Department of Commerce.NMFS.Technical Report NMFS 43.

Rodríguez A, Valencia M (2000) Estudio de la calidad de las aguas costeras insulares en la Provincia de Galápagos, 1999. En: Palacios C, Burgos L. *Estudio comparativo de la calidad del agua en el área marino costera de Bahía Academia, Caleta Aeolian y Puerto Villamil-Islas Galápagos –Junio-Julio 2007*. *Acta Oceanográfica del Pacífico*. 15(1): 165-173.

Rogers AD (2004) *The biology, ecology and vulnerability of seamounts communities*. International Union for Conservation of Nature & Natural Resources.

Rojas B, Gómez O, Ochoa N (1985) *Efectos del Fenómeno El Niño sobre el fitoplancton*. Instituto del Mar del Perú.

Roth RA (2009) *Freshwater Aquatic Biomes*. Vol. 1. En: Molina M. *Efectos del derrame de petróleo sobre sobre la comunidad firoplanctónica de la laguna de Papallacta y sus principales afluentes*. Tesis de grado. Universidad Internacional del Ecuador.

Ruzzyokl E, Axler R, Sommer U. *Métodos prácticos Oceanografía biológica*.

Sahu KC, BaliarsinghSK, Srichandan S, Lotliker AA, Kumar TS (2013) Monograph on marine plankton of East Coast of India-A cruise report. Hyderabad: Indian National Center for Ocean Information Services.

Sarthou G, Timmermans K, Blain S, Tréguer P (2005) Growth physiology and fate of diatoms in the ocean: a review. *Journal of Sea Research* 53: 25-42.

Schlitzer R. Ocean Data View [Internet]. Awi; 2005. Disponible en: Odv.awi.de.

Serediak N, Huynh M (2011) Algae identification: Lab guide. Canada. Agriculture and Agri-Food Canada y Agri-environment Services Branch.

Smith DK, Jordan TH (1988) Seamount statistics in the Pacific Ocean. En: Allain V, Kerandel JA, Andréfouët s, Magron F, Clark M, Kirby D, Muller FE. Enhanced seamount location database for the western and central Pacific Ocean: screening and cross-checking of 20 existing datasets. *Deep-Sea Research I* 55(8): 1035-1047.

Suthers I, Rissik D (eds) Plankton: A guide to their ecology and monitoring for water quality. Collingwood: CSIRO: 141-156.

Tapia M, Naranjo N (2005-2006) Plancton alrededor de las Islas Galápagos, durante el crucero oceanográfico efectuado en mayo de 2004. *Acta Oceanográfica del Pacífico*. INOCAR 13.

Tapia M, Torres G (2000) Variabilidad fitoplanctónica en 5 Bahías, Islas Galápagos (Ecuador) *Acta Oceanográfica del Pacífico Sur*, INOCAR 10(1): 151-159.

Tapia ME, Naranjo C (2012) Aspectos oceanográficos del plancton y su relación con el Frente Ecuatorial, durante septiembre de 2011. *Acta Oceanográfica del Pacífico* 17(1): 67-91.

Tapia S (2004) Ambientes marinos y costeros de Galápagos. Parque Nacional Galápagos, Fundación Charles Darwin.

Taylor GI (1917) Motions of solids in fluids when the flow is not irrotational. En: Pitcher T, Morato T, Hart P, Clark M, Haggan N, Santos L (Eds). Seamounts: Ecology, Fisheries and Conservation. Reino Unido. Blackwell Publishing.

Taylor GI (1923) Experiments on the motion of solid bodies in rotating fluids. En: Kiriakoulakis K, Wolf G. Organic Biochemistry of Seamounts: A review. Oasis.

Torres G (2010) Composición y distribución del fitoplancton en aguas costeras ecuatorianas durante la Niña, septiembre 2001. Tesis de Maestría no publicada. Universidad de Guayaquil, Guayaquil.

Torres G, Tapia M (2000) Distribución del fitoplancton y su comportamiento en el afloramiento en las Islas Galápagos. Acta Oceanográfica del Pacífico, INOCAR: 10(1): 137-150.

Torres G, Tapia M (2002) Fitoplancton en el Afloramiento de las Islas Galápagos durante agosto 2000. Acta Oceanográfica del Pacífico. INOCAR11.

Uda M, Ishino M (1958) Enrichment pattern resulting from eddy systems in relation to fishing grounds. En: Kiriakoulakis K, Wolf G. Organic Biochemistry of Seamounts: A review. Oasis.

Utermöhl, H. 1958. Zur Vervollkommnung der quantitativen Phytoplankton-Methodik. Mitt. Int. Verein. Theor. Angew. Limnol. 9:1-38.

Van Patten P, Yaquin J, Wikfors G (2012) A student's guide to common phytoplankton of Long Island Sound. Connecticut Sea Grant College Program.

VanderVeer W (2008) Mechanisms of variability within the upper ocean of the Galápagos Archipelago. Tesis de Phd. North California State University.

Vanilla SM, Follows MJ, Dutkiewics, Montoya JM, Cermeno P, Loreau M (2014) Global relationship between phytoplankton diversity and productivity in the ocean. Macmillan Publishers.

Venrick EL (1991) Midocean ridges and their influence on the large scale patterns of Chlorophyll and Production in the North Pacific. En: Kiriakoulakis K, Wolf G. Organic Biochemistry of Seamounts: A review. Oasis.

Vizcaíno Z (1993) Fitoplancton del Pacífico colombiano como indicador del Fenómeno El Niño. En: Galeano AM, Arteaga E (2010) Distribución y abundancia de diatomeas del Género *Pseudo-nitzschia* en condición El Niño 2007 sobre la Cuenca Pacífica Colombiana. Bol. Invest. Mar. Cost. 39(1):25-39.

Wagner R; Dr. Ralf Wagner [Internet]. Düsseldorf, Germany; 2002-2016. Disponible en:<http://www.dr-ralf-wagner.de/index-englisch.htm>.

Werner R, Hoernle K, van de Bogaard P, Ranero C, von Huene R, Korich D (1999) Drowned 14-m.y.-old Galapagos archipelago off the coast of Costa Rica: Implications for tectonic and evolutionary models. En: Doe J. The origin of Galapagos island seamounts and the impact of their discovery on accepted and speciation model. GEOL-100.

Wessel P (2007) Seamount characteristics. En Pitcher T, Morato T, Hart P, Clark M, Haggan N, Santos L (Eds) Seamounts: Ecology, Fisheries and Conservation. Blackwell Publishing. Reino Unido

White M, Bashmachnikov I, Aristegui J. Martins A (2007) Physical Processes and seamounts productivity. En: Pitcher T, Morato T, Hart P, Clark M, Haggan N, Santos L (Eds) Seamounts: Ecology, Fisheries and Conservation. Blackwell Publishing. Reino Unido.

Willen E (1991) Planktonic diatoms. En: Fiori E. Phytoplankton response to environmental variables and organic pollutants: laboratory cultures and numerical simulations experiments. Tesis de Doctorado. Università di Bologna.

WoRMS Editorial Board; World Register of Marine Species [Internet]. VLIZ; 26 de agosto, 2016. Disponible en: <http://www.marinespecies.org>.

Wyrski K (1967) Circulation and water masses in the eastern Equatorial Pacific Ocean. En: Lucero M. Características oceanográficas de la Región Insular. Acta Oceanográfica del Pacífico. 11(1):7-15.

Wyrski K (1981) An estimate of equatorial upwelling in the Pacific. En: James MJ (Eds). Galapagos Marine Invertebrates. Tropics in Geobiology.8: 9-33.

Yáñez P (2010) Biometría y Bioestadística Fundamentales: Analizando la estructura numérica de la información en proyectos ecológicos. Guía de Estudio.

Zamorano P, Leyte Morales GE (2005) Cambios en la diversidad de Equinodermos asociados al arrecife coralino en La Entrega, Oaxaca, México. Ciencia y Mar 9(27): 19-28

Zuta S, Guillén O (1970) Oceanografía de las aguas costeras del Perú. En: Graco M, Ledesma J, Flores G, Girón M. Nutrientes, oxígeno y procesos biogeoquímicos en el sistema de surgencias de la Corriente de Humbolt frente a Perú. Rev. Peru. Biol. 14(1): 117-128.

GLOSARIO

Advección: Movimiento de aire, agua u otros fluidos en un plano horizontal.

Afloramiento: Movimientos verticales ascendentes de masas de agua frías y ricas en nutrientes (nitratos, fosfatos, silicatos, etc) desde el fondo marino hacia la superficie, producidos principalmente por vientos que soplan sobre la superficie, y responsables de mejorar la producción biológica.

Amonio: NH_4^+ , nutriente inorgánico para productores primarios. Un producto intermedio del ciclo del nitrógeno en los cuerpos de agua.

Biogeoquímico: Elementos químicos que están presentes tanto en los organismos vivos como en los componentes inertes de un ecosistema (rocas). La circulación de estos elementos entre los componentes de un ecosistema se le denomina Ciclo Biogeoquímico.

Bentónico: organismos que viven y realizan sus funciones vitales en dependencia del sustrato.

Capa de dispersión profunda: Capa profunda más o menos definida que refleja el sonido, presente en la mayoría de los océanos. Es producida por la presencia de organismos que dispersan las ondas sonoras del equipo ecosonda. Se encuentra generalmente durante el día a profundidades de 50 a 200 m.

Capa de mezcla: Capa superficial mezclada por oleaje, viento o convección, con ruptura de la termoclina.

Capa Taylor: Capa de masa de agua estacionaria en la superficie donde se agrega el plancton.

Clima: Conjunto de condiciones meteorológicas que caracterizan el estado medio de la atmosfera en un punto de la superficie terrestre.

Clorofila a: Pigmento fotosintético. Se usa como marcador para determinar fitoplancton y productividad primaria tanto en campo como laboratorio.

Columna Taylor: Columnas paralelas al eje de rotación que se forman por la perturbación de un fluido rotante.

Concentración: Concentración de un sustancia dada en una unidad específica de una mezcla.

Corriente: Movimiento horizontal del agua. Las primeras son producidas por fuerzas que generan las mareas. Las corrientes marinas constituyen los movimientos los movimientos de un sistema circulatorio general.

El Niño: Comportamiento anormal del sistema atmosfera-océano en el Pacífico cuyas características son el apareamiento de una corriente cálida que eleva las temperaturas del mar por periodo de un año. Impacto global con consecuencias de inmensas precipitaciones en algunas áreas y de sequía en otras.

Fitoplancton: Comunidad de microalgas que vive suspendida en la masa de agua.

Fotosíntesis: Síntesis de carbohidratos a partir de dióxido de carbono y agua con la clorofila para la cual se emplea a la luz como energía, y de la cual resulta el oxígeno como producto secundario.

Microscopio invertido: Microscopio óptico que presenta los objetivos situados bajo la platina y la fuente de iluminación en posición superior; se usa para la determinación y recuento del fitoplancton.

Nutriclina: Es una capa de agua en la que se evidencia un cambio súbito en la concentración de nutrientes vinculado con la profundidad.

Nutriente: Elemento requeridos para aumentar el crecimiento del fitoplancton.

Producción: Resultado de la productividad y acumulación de fitoplancton.

Productividad: Es equivalente a rangos de crecimiento y depende de los nutrientes y luz estrictamente.

Productividad primaria: Producción que ocurre mediante la fotosíntesis, por medio del cual las plantas verdes convierten energía solar, dióxido de carbono, y agua en glucosa y tejido vegetal.

Región Niño 1+2: Región de Pacífico Oriental donde se estudia el efecto de la Oscilación Sur El Niño que abarca las costas de Perú y Ecuador incluido Galápagos.

Serpentina: Mineral común y corriente producto de la alteración de algunos silicatos magnésicos.

Surgencia: Proceso en el cual el agua de profundidad alcanza profundidades someras. Ascenso vertical del agua profunda, rica en nutrientes.

Termoclina: Gradiente vertical brusco de temperatura que se produce por la mezcla de aguas frías y calientes.

Transporte Ekman: Flujo medio total integrado en profundidad; este transporte tiene una dirección de 90° a la derecha (izquierda) de la dirección del viento en el HN (HS). La convergencia o divergencia del transporte de Ekman y el flujo restante de estas convergencias y divergencias son los que determinan los giros oceánicos a gran escala o Efecto Coriolis.

Vientos alisios: Sistema de vientos relativamente constantes en dirección y velocidad que soplan en ambos hemisferios, desde los 30° de latitud hacia el ecuador con dirección noreste en el hemisferio norte y sureste en el hemisferio sur.

Zona fótica: Masa de agua comprendida entre la superficie y la profundidad a la que llega el 1% de la radiación incidente. Esta zona es equivalente a la zona trofógena.

Referencias:

1. De la Lanza G, Cáceres C, Adame S, Hernández S (1999) Diccionario de Hidrología y Ciencias Afines. Plaza y Valdés Editores.
2. Instituto de Ciencias Marinas de Andalucía (2010) Ecosistema de Plataforma. Propuesta Metodológica para Diagnosticar y Pronosticar las Consecuencia de las Actuaciones Humanas en el Estuario del Guadalquivir. Centro Superior de Investigaciones Científicas.
3. Solomon SD, Quin D, Manning M, Chen Z, Marquis M, Averyt KB, Tignor M, Miller HL (2007) IPCC Fourth Assessment Report: Climate change 2007. Cambridge University Press. Disponible en: https://www.ipcc.ch/publications_and_data/ar4/wg1/es/contents.html.
4. Moreira D, Siminiato C; Taller de experimentación en fluidos geofísicos. Argentina: Departamento de Ciencias de la Atmosfera y los Océanos; Facultad de Ciencias Exactas y Naturales, Universidad de Buenos Aires; c2009. Disponible en: [Tallex.at.fcen.uba.ar/index.htm](http://tallex.at.fcen.uba.ar/index.htm).
5. Perú Ecológico, Diccionario Ecológico. Perú: ONG Perú Ecológico; 2012. Disponible en: <http://www.peruecologico.com.pe/glosario.htm>
6. Razzak J (2013) Mineral serpentina: Una guía de identificación de minerales de acuerdo a la Clasificación Mineralógica Dana. Universidad Central de Venezuela.

ANEXOS

Anexo 1.Tabla de nutrientes en la columna de agua en los puntos de muestreo durante las distintas temporalidades

| Nutrientes Mes | Fosfato | | | Nitrato | | | Silicato | | |
|-------------------|---------|-------|---------|---------|-------|---------|----------|-------|---------|
| | Abril | Junio | Octubre | Abril | Junio | Octubre | Abril | Junio | Octubre |
| | 0.01 | 0.57 | 1.01 | 39.62 | 27.35 | 3.23 | 0.00 | 0.00 | 0.00 |
| LE | 0.14 | 0.15 | 0.00 | 32.58 | 28.06 | 3.26 | 8.32 | 0.00 | 0.00 |
| | 0.00 | 0.15 | 0.20 | 35.03 | 25.44 | 3.39 | 0.00 | 0.00 | 0.00 |
| | 0.03 | 0.00 | 0.47 | 0.00 | 20.63 | 2.97 | 0.00 | 0.00 | 0.00 |
| | 0.48 | 0.00 | 0.31 | 24.20 | 27.67 | 3.06 | 0.00 | 41.61 | 0.00 |
| PCN | 0.00 | 0.59 | 0.10 | 22.36 | 39.65 | 3.11 | 0.00 | 0.00 | 0.00 |
| | 0.78 | 0.82 | 0.59 | 30.00 | 36.47 | 2.52 | 0.00 | 0.00 | 0.00 |
| | 0.47 | 0.00 | 0.13 | 93.17 | 50.79 | 2.71 | 0.00 | 0.00 | 24.97 |
| | 0.00 | 0.63 | 0.10 | 6.81 | 23.92 | 2.71 | 0.00 | 12.48 | 0.00 |
| TA | 0.36 | 0.00 | 0.40 | 32.64 | 42.26 | 3.24 | 20.81 | 8.32 | 33.29 |
| | 0.34 | 0.00 | 0.05 | 18.79 | 17.17 | 9.32 | 0.00 | 4.16 | 37.45 |
| | 0.04 | 0.00 | 0.27 | 26.78 | 12.15 | 2.82 | 0.00 | 33.29 | 0.00 |
| | 0.00 | 0.00 | 0.36 | 14.80 | 37.68 | 2.08 | 0.00 | 16.64 | 33.29 |
| | 0.70 | 0.01 | 0.41 | 42.82 | 16.43 | 2.63 | 0.00 | 0.00 | 0.00 |
| BR | 0.59 | 0.06 | 0.62 | 47.15 | 40.23 | 4.26 | 0.00 | 24.97 | 0.00 |
| | 0.12 | 0.22 | 0.32 | 35.84 | 38.03 | 1.92 | 0.00 | 0.00 | 0.00 |
| | 0.34 | 0.15 | 0.36 | 36.30 | 27.46 | 3.42 | 0.00 | 0.00 | 0.00 |
| | 0.02 | 0.80 | 0.00 | 33.71 | 27.14 | 2.00 | 0.00 | 0.00 | 29.13 |
| | 0.27 | 0.28 | 0.39 | 19.50 | 45.56 | 4.42 | 0.00 | 0.00 | 0.00 |
| PCS | 0.00 | 0.00 | 0.71 | 46.94 | 10.31 | 3.44 | 0.00 | 37.45 | 0.00 |
| | 0.00 | 0.17 | 0.29 | 31.63 | 35.80 | 2.60 | 0.00 | 0.00 | 0.00 |
| | 0.19 | 0.56 | 0.13 | 31.17 | 29.44 | 3.45 | 0.00 | 0.00 | 45.77 |
| | 0.00 | 0.34 | 0.00 | 0.00 | 36.93 | 0.00 | 0.00 | 33.29 | 0.00 |
| | 0.08 | 0.32 | 0.07 | 46.94 | 11.86 | 2.31 | 29.13 | 0.00 | 0.00 |
| BH | 0.61 | 0.12 | 0.05 | 36.12 | 39.58 | 3.05 | 24.97 | 0.00 | 45.77 |
| | 0.25 | 0.17 | 0.19 | 27.56 | 32.41 | 2.63 | 41.61 | 0.00 | 0.00 |
| | 0.00 | 0.47 | 0.16 | 31.17 | 24.88 | 2.81 | 0.00 | 0.00 | 0.00 |
| | 0.46 | 0.44 | 0.10 | 35.02 | 31.66 | 2.42 | 0.00 | 12.48 | 0.00 |
| | 0.41 | 0.00 | 0.61 | 25.90 | 24.03 | 2.79 | 0.00 | 0.00 | 4.16 |
| | 0.00 | 0.33 | 0.74 | 8.75 | 16.92 | 3.08 | 33.29 | 8.32 | 0.00 |

Anexo 2. Lista de Especies Identificadas y su distribución en los puntos de muestreo. LE: La Estampa, PCN: Punto Control Norte, TA: Tiburón Arrecho, BH: Bajo Hancock, PCS: Punto Control Sur, BR: Bajo Ruso.

| N | Taxa | Género | Especie | Abril | | | | | | Junio | | | | | | Octubre | | | | | |
|----|-----------|-------------------------|-------------------------------|-------|-----|----|-----|-----|----|-------|-----|----|-----|-----|----|---------|-----|----|-----|-----|----|
| | | | | Norte | | | Sur | | | Norte | | | Sur | | | Norte | | | Sur | | |
| | | | | LE | PCN | TA | BR | PCS | BH | LE | PCN | TA | BR | PCS | BH | LE | PCN | TA | BR | PCS | BH |
| 1 | Dinophyta | <i>Abedinium</i> | <i>cf. dasypus</i> | | | | 1 | | | | | | | | | | | | | | |
| 2 | Dinophyta | <i>Achradina</i> | <i>pulchra</i> | 3 | 5 | 11 | | 4 | | 9 | 2 | | 2 | | 3 | | | | | | |
| 3 | Dinophyta | <i>cf. Achradina</i> | <i>pulchra</i> | | 3 | | | | | 9 | | | | | | | | | | | |
| 4 | Dinophyta | <i>Akashiwo</i> | <i>sanguineum</i> | | | 1 | | 3 | | | | | | 3 | | | | | | | |
| 5 | Dinophyta | <i>Alexandrium</i> | <i>cantenella (Quiste)</i> | 2 | 31 | 4 | | 1 | | | | | 1 | 2 | | | | | | | |
| 6 | Dinophyta | <i>Alexandrium</i> | <i>cf. ostensfeldii</i> | | | | | | | | | | | | | | | 1 | | | |
| 7 | Dinophyta | <i>Alexandrium</i> | <i>tamarense (Quiste)</i> | | | | | | | | | | | 1 | | | | | | | |
| 8 | Dinophyta | <i>cf. Alexandrium</i> | <i>tamerense</i> | | | | | | | | 3 | | | | | | | | | | |
| 9 | Dinophyta | <i>Amphidinium</i> | <i>carterae</i> | | | | | | | | | 5 | | | | | | | | | |
| 10 | Dinophyta | <i>Amphidinium</i> | <i>cf. carterae</i> | | | | | | | | | | 2 | | | | | | | | |
| 11 | Dinophyta | <i>Amphidinium</i> | <i>cf. crassum</i> | | | | | 1 | | | | | | | | | | | | | |
| 12 | Dinophyta | <i>Amphidinium</i> | <i>cf. hadai</i> | | | | | | | | | | | | | | 2 | | | | |
| 13 | Dinophyta | <i>Amphidinium</i> | <i>crassum</i> | | | | | 1 | | | | | | | | | | | | | |
| 14 | Dinophyta | <i>Amphidinium</i> | <i>gibbosum</i> | | | | | | | | | 1 | | | | | | | | | |
| 15 | Dinophyta | <i>Amphidinium</i> | <i>sp. 1</i> | | | | | | | | | 22 | 9 | | | | | | | | |
| 16 | Dinophyta | <i>Amphidinium</i> | <i>sphenoides</i> | 1 | | | | 5 | 28 | | 10 | 14 | 10 | | | | 2 | | 1 | | |
| 17 | Dinophyta | <i>Archaeopendinium</i> | <i>minutum</i> | | | | | | | | | | 2 | | | | | | | | |
| 18 | Dinophyta | <i>Balechina</i> | <i>pachydermata</i> | | | | | | | | 1 | | | | | | | | | | |
| 19 | Dinophyta | <i>Brepharocysta</i> | <i>spenador-mais</i> | | | | | | | | | | 1 | | | | | | | | |
| 20 | Dinophyta | <i>Ceratium</i> | <i>tripos</i> | | | 1 | 2 | 2 | | | | | | 1 | | | | | | | |
| 21 | Dinophyta | <i>Cochlodinium</i> | <i>cf. convolutum</i> | 1 | | 5 | | | | | | | | | | | | | | | |
| 22 | Dinophyta | <i>Cochlodinium</i> | <i>cf. julvecens</i> | 1 | | | | | 3 | | | | 2 | | | | 1 | | | | |
| 23 | Dinophyta | <i>Cochlodinium</i> | <i>cf. polykrikoides</i> | | | | | | | | | | 3 | | | | | | | | |
| 24 | Dinophyta | <i>Cochlodinium</i> | <i>cf. pulchellum</i> | | | | | | | | | | | 1 | | | | | | | |
| 25 | Dinophyta | <i>Cochlodinium</i> | <i>cf. strangulatum</i> | | | | | | | | | 1 | | | | | | | | | |
| 26 | Dinophyta | <i>Cochlodinium</i> | <i>convolutum</i> | | | 4 | | | | | | | | | | | | | | | |
| 27 | Dinophyta | <i>Cochlodinium</i> | <i>helicoides</i> | | | 3 | | | | | | | | | | | | | | | |
| 28 | Dinophyta | <i>Cochlodinium</i> | <i>polykrikoides</i> | | | 1 | | | | | 2 | | | | | | | | | | |
| 29 | Dinophyta | <i>Cochlodinium</i> | <i>pulchellum</i> | | | | | | | | 1 | 1 | | | | | | | | | |
| 30 | Dinophyta | <i>Cochlodinium</i> | <i>sp. 1</i> | | | | | | | | | | | | | 2 | | | | | |
| 31 | Dinophyta | <i>Dino</i> | <i>sp.1</i> | | | | | | | | | | 1 | | | | | | | | |
| 32 | Dinophyta | <i>Diplopeltopsis</i> | <i>minor</i> | | 1 | | | | | | | | | | | | | | | | |
| 33 | Dinophyta | <i>Diplopeltopsis</i> | <i>cf. minor</i> | | | | | | | | | 2 | | | | | | | | | |
| 34 | Dinophyta | <i>Gonyaulax</i> | <i>cf. catenella</i> | | 1 | | | | | | | | | | | | | | | | |
| 35 | Dinophyta | <i>Gonyaulax</i> | <i>cf. polyedra</i> | | | | | | | | | | 1 | | | | | | | | |
| 36 | Dinophyta | <i>Gymnodinium</i> | <i>cf. abbreviatum</i> | | | | | | | | | 9 | | | | | | | | | |
| 37 | Dinophyta | <i>Gymnodinium</i> | <i>cf. aeruginosum</i> | | | | 2 | 1 | | | | | | | | | | | | | |
| 38 | Dinophyta | <i>Gymnodinium</i> | <i>cf. allophron</i> | | | 23 | | 1 | | | 5 | | | | | | | | | | |
| 39 | Dinophyta | <i>Gymnodinium</i> | <i>cf. amphora</i> | | | | | | | | | 2 | | | | | 1 | | | | |
| 40 | Dinophyta | <i>Gymnodinium</i> | <i>cf. arcticum</i> | | | | | | 3 | | | | 7 | | | | | | | | |
| 41 | Dinophyta | <i>Gymnodinium</i> | <i>cf. atomatum</i> | 1 | | | | | | | | | 3 | 3 | | 1 | 3 | | | | |
| 42 | Dinophyta | <i>Gymnodinium</i> | <i>cf. aureolum</i> | | | | | 1 | 1 | | | | | | | | | | | | |
| 43 | Dinophyta | <i>Gymnodinium</i> | <i>cf. catenatum</i> | | | 2 | | | | | | 2 | | | | | | | | | |
| 44 | Dinophyta | <i>Gymnodinium</i> | <i>cf. catenatum (Quiste)</i> | | | | | | | 1 | | | | 1 | | | | | | | |
| 45 | Dinophyta | <i>Gymnodinium</i> | <i>cf. dentatum</i> | | | | | | | | 11 | 2 | | 2 | | | | 2 | | | |
| 46 | Dinophyta | <i>Gymnodinium</i> | <i>cf. fusus</i> | | | | | 1 | | | | | | | | | | | | | |
| 47 | Dinophyta | <i>Gymnodinium</i> | <i>cf. galeatum</i> | | | | | | 3 | | | | 2 | | | | | | | | |
| 48 | Dinophyta | <i>Gymnodinium</i> | <i>cf. impudicum</i> | | | | | | | | | | 2 | | | | | | | | |
| 49 | Dinophyta | <i>Gymnodinium</i> | <i>cf. lira</i> | | | 1 | | | | | | | | | | | | | | | |
| 50 | Dinophyta | <i>Gymnodinium</i> | <i>cf. minutulum</i> | | | | | 2 | | | | 11 | | | | | | | | | |

| N | Taxa | Género | Especie | Abril | | | | | | Junio | | | | | | Octubre | | | | | |
|-----|-----------|---------------------|-----------------------------|-------|-----|----|-----|-----|----|-------|-----|----|-----|-----|----|---------|-----|----|-----|-----|----|
| | | | | Norte | | | Sur | | | Norte | | | Sur | | | Norte | | | Sur | | |
| | | | | LE | PCN | TA | BR | PCS | BH | LE | PCN | TA | BR | PCS | BH | LE | PCN | TA | BR | PCS | BH |
| 51 | Dinophyta | <i>Gymnodinium</i> | <i>microreticulatum</i> | | | | | | | | | | | | | | | | 1 | | |
| 52 | Dinophyta | <i>Gymnodinium</i> | <i>cf. nolerii</i> (Quiste) | | 11 | | | | | | | | | | | | | | | | |
| 53 | Dinophyta | <i>Gymnodinium</i> | <i>cf. octo</i> | | | | | | | 1 | | | | | | | | | | | |
| 54 | Dinophyta | <i>Gymnodinium</i> | <i>cf. ostenfeldii</i> | | | 17 | | | | | | | | | | 5 | | | | | 1 |
| 55 | Dinophyta | <i>Gymnodinium</i> | <i>cf. paradoxum</i> | | | 11 | | 1 | 2 | 4 | 1 | 1 | 4 | | | 3 | | 1 | | | |
| 56 | Dinophyta | <i>Gymnodinium</i> | <i>cf. parvum</i> | | | | | 1 | | | 1 | | 7 | | | | | | | | |
| 57 | Dinophyta | <i>Gymnodinium</i> | <i>cf. paumilum</i> | | | | | | | | | 4 | | | | | | | | | |
| 58 | Dinophyta | <i>Gymnodinium</i> | <i>cf. placidum</i> | | | 1 | | | | | | | | | | | | | | | |
| 59 | Dinophyta | <i>Gymnodinium</i> | <i>cf. polycomma</i> | | | | | | 1 | | | 40 | | 3 | | | | | | | |
| 60 | Dinophyta | <i>Gymnodinium</i> | <i>cf. prolatum</i> | | | | | | | | | 2 | | 9 | 4 | | | | | | |
| 61 | Dinophyta | <i>Gymnodinium</i> | <i>cf. pulchellum</i> | | | | | | | | | 17 | | 2 | | | | | | | |
| 62 | Dinophyta | <i>Gymnodinium</i> | <i>cf. pumilum</i> | | | | | | | | | | | 3 | | | | | | | |
| 63 | Dinophyta | <i>Gymnodinium</i> | <i>cf. rubrum</i> | | | 1 | | | | | | 4 | | 6 | | | | | | | |
| 64 | Dinophyta | <i>Gymnodinium</i> | <i>cf. simplex</i> | | | 2 | | | | | | | | | | | | | | | |
| 65 | Dinophyta | <i>Gymnodinium</i> | <i>cf. uberrimum</i> | | | | | | 1 | | | 2 | | | | | | | | | |
| 66 | Dinophyta | <i>Gymnodinium</i> | <i>cf. galeatum</i> | | | | | | | 3 | | | | 2 | | | | | | | |
| 67 | Dinophyta | <i>Gymnodinium</i> | <i>galeatum</i> | | | | | | | | 1 | 8 | | | | | | | | | |
| 68 | Dinophyta | <i>Gymnodinium</i> | <i>nolleri</i> (Quiste) | | | | | | 24 | | | | | | | | | | | | |
| 69 | Dinophyta | <i>Gymnodinium</i> | <i>ostenfeldii</i> | | | | | | | | | | | | | | | 4 | | | |
| 70 | Dinophyta | <i>Gymnodinium</i> | <i>paradoxum</i> | | 1 | | | | 1 | | | | 3 | | | | | | | | |
| 71 | Dinophyta | <i>Gymnodinium</i> | <i>polycomma</i> | | | | | | | | | | | | 1 | | | | | | |
| 72 | Dinophyta | <i>Gymnodinium</i> | <i>sp. 1</i> | 1 | | 19 | | 1 | | | | | | | | | | | | | |
| 73 | Dinophyta | <i>Gymnodinium</i> | <i>sp. 2</i> | | 9 | 5 | | | | | | | | | | | | | | | |
| 74 | Dinophyta | <i>Gymnodinium</i> | <i>sp. 3</i> (Quiste) | | | | | | | | 1 | | | | | | | | | | |
| 75 | Dinophyta | <i>Gymnodinium</i> | <i>sp. 4</i> | | | | | | | | | 3 | 4 | | | | | | | | |
| 76 | Dinophyta | <i>Gymnodinium</i> | <i>sp. 5</i> | | | | | | | | | | | 4 | | | | | | | |
| 77 | Dinophyta | <i>Gymnodinium</i> | <i>sp. 6</i> | | | | | 1 | | | | | | 1 | | | | | | 1 | |
| 78 | Dinophyta | <i>Gymnodinium</i> | <i>sp. 7</i> (Quiste) | | | | | | | | | | | 1 | | | | | | | |
| 79 | Dinophyta | <i>Gymnodinium</i> | <i>sp. 8</i> (Quiste) | | | | | | | | | | 1 | | | | | | | | |
| 80 | Dinophyta | <i>Gyrodinium</i> | <i>shiwaense</i> | | | | | 1 | | | | | | | | | | | | | |
| 81 | Dinophyta | <i>Gyrodinium</i> | <i>cf. dominans</i> | | | 32 | 2 | | | 2 | | 5 | 1 | 4 | | | | | | | |
| 82 | Dinophyta | <i>Gyrodinium</i> | <i>cf. fusiforme</i> | | 1 | | | | | | | | | | | | | | | | |
| 83 | Dinophyta | <i>Gyrodinium</i> | <i>cf. fusus</i> | | | | | | | | | 5 | | | | 4 | | 7 | | | |
| 84 | Dinophyta | <i>Gyrodinium</i> | <i>cf. helveticum</i> | | | | | | 1 | | | | | | | | | | | | |
| 85 | Dinophyta | <i>Gyrodinium</i> | <i>cf. lachryma</i> | | | | | 2 | | | | | | | | 1 | | | | | |
| 86 | Dinophyta | <i>Gyrodinium</i> | <i>cf. parvulum</i> | | | | | | | | | 3 | | | | | | | | | |
| 87 | Dinophyta | <i>Gyrodinium</i> | <i>cf. polyedra</i> | | | | | | | | | | | | 1 | | | | | | |
| 88 | Dinophyta | <i>Gyrodinium</i> | <i>cf. spirale</i> | | | | | 1 | 2 | 5 | 4 | | | 25 | 3 | | 6 | 22 | 8 | 2 | |
| 89 | Dinophyta | <i>Gyrodinium</i> | <i>dominans</i> | | 3 | 1 | 3 | 1 | | | | 1 | 1 | 2 | | | | 1 | | | |
| 90 | Dinophyta | <i>Gyrodinium</i> | <i>fusiforme</i> | 1 | 1 | | | 1 | | 3 | | 1 | | | 2 | | | | | | |
| 91 | Dinophyta | <i>Gyrodinium</i> | <i>fusus</i> | | | | | | 1 | | | | | | 1 | | | | | | |
| 92 | Dinophyta | <i>Gyrodinium</i> | <i>helveticum</i> | | | 2 | 1 | 1 | | | | | | | | | | | | | |
| 93 | Dinophyta | <i>Gyrodinium</i> | <i>lachryma</i> | | | 2 | | 1 | | | 1 | | | | | | | | | | |
| 94 | Dinophyta | <i>Gyrodinium</i> | <i>sp. 1</i> | | | | | | | | | 1 | | | | | | | | | |
| 95 | Dinophyta | <i>Gyrodinium</i> | <i>spirale</i> | 3 | 4 | 17 | 5 | 1 | | | 3 | 40 | 6 | 7 | 4 | 1 | | 8 | | 1 | 4 |
| 96 | Dinophyta | <i>Heterocapsa</i> | <i>cf. minima</i> | | | | | | | | | | 5 | | | | | | | | |
| 97 | Dinophyta | <i>Heterocapsa</i> | <i>rotundata</i> | | | 2 | | | | | | | | | | | | | | | |
| 98 | Dinophyta | <i>Kapelodinium</i> | <i>vestifici</i> | 1 | | | | | | 2 | 14 | 6 | | | | | | | | | |
| 99 | Dinophyta | <i>Karenia</i> | <i>brevis</i> | | 1 | | | | | | | | | | | | | | | | |
| 100 | Dinophyta | <i>Karenia</i> | <i>cf. mikimotoi</i> | | | 2 | | 2 | | | | | | 3 | | | | | | | |

| N | Taxa | Género | Especie | Abril | | | | | | Junio | | | | | | Octubre | | | | | |
|-----|-----------|-------------------------|------------------------------|-------|-----|----|-----|-----|----|-------|-----|----|-----|-----|----|---------|-----|----|-----|-----|----|
| | | | | Norte | | | Sur | | | Norte | | | Sur | | | Norte | | | Sur | | |
| | | | | LE | PCN | TA | BR | PCS | BH | LE | PCN | TA | BR | PCS | BH | LE | PCN | TA | BR | PCS | BH |
| 101 | Dinophyta | <i>Karenia</i> | <i>digitata</i> | | | | | | 1 | | | | | | | | | | | | |
| 102 | Dinophyta | <i>Karenia</i> | <i>mikimotoi</i> | 1 | | 1 | | | | 1 | | | | 1 | | | | | | | |
| 103 | Dinophyta | <i>Lebouridium</i> | <i>glaucum</i> | | | 1 | | 1 | | 2 | 2 | | 8 | 6 | | 6 | 6 | | | | |
| 104 | Dinophyta | <i>Lepidodinium</i> | <i>chlorophorum</i> | | | | | | 1 | | | | | | | | | | | | |
| 105 | Dinophyta | <i>cf. Lepidodinium</i> | <i>sp. 1</i> | | 1 | | | | | | | | | | | | | | | | |
| 106 | Dinophyta | <i>Nematodinium</i> | <i>sp. 1</i> | | 1 | | | | | | | | | | | | | | | | |
| 107 | Dinophyta | <i>Nematodinium</i> | <i>torpedo</i> | | 1 | | | | | | | 1 | 1 | 1 | | | | | | | |
| 108 | Dinophyta | <i>cf. Noctiluca</i> | <i>sp. 1</i> | | | | | | | | | | | 1 | | | | | | | |
| 109 | Dinophyta | <i>Ornithocercus</i> | <i>sp. 1</i> | | | | | | | 1 | | | | | | | | | | | |
| 110 | Dinophyta | <i>Oxyrrhis</i> | <i>marina</i> | | 1 | 3 | | | | 5 | | | | | | | | | | | |
| 111 | Dinophyta | <i>Oxytoxum</i> | <i>caudatum</i> | | | | | | | | | | 1 | | | | | | | | |
| 112 | Dinophyta | <i>Oxytoxum</i> | <i>cf. crassum</i> | | | | | | | | | | 2 | | | | | | | | |
| 113 | Dinophyta | <i>Oxytoxum</i> | <i>cf. curvatum</i> | | | | | | | | | | | | | 1 | | | | | |
| 114 | Dinophyta | <i>Oxytoxum</i> | <i>cf. gracile</i> | 8 | | | | | | 2 | | | | | | 2 | 28 | | | | |
| 115 | Dinophyta | <i>Oxytoxum</i> | <i>cf. laticeps</i> | | | 1 | | | | | | | 4 | | | | | | | | |
| 116 | Dinophyta | <i>Oxytoxum</i> | <i>cf. longum</i> | | | | | 2 | | | | | | | | | | | | | |
| 117 | Dinophyta | <i>Oxytoxum</i> | <i>cf. sphaeroideum</i> | | | 4 | | | | | | | | | | | | | | | |
| 118 | Dinophyta | <i>Oxytoxum</i> | <i>cf. turbo</i> | | | 1 | | | | | | | 9 | | | | | | | | |
| 119 | Dinophyta | <i>Oxytoxum</i> | <i>cf. variable</i> | | | | | 1 | | | | | | | | | | | | | |
| 120 | Dinophyta | <i>Oxytoxum</i> | <i>curvatum</i> | | | | | | | 1 | | | | | | | 1 | | | | |
| 121 | Dinophyta | <i>Oxytoxum</i> | <i>gracile</i> | | | | | 1 | | 21 | 6 | 8 | | 16 | | 9 | | | 2 | | |
| 122 | Dinophyta | <i>Oxytoxum</i> | <i>sceptrum</i> | | | 5 | | | | | | | 2 | 2 | | | 2 | | | | |
| 123 | Dinophyta | <i>Oxytoxum</i> | <i>scopolax</i> | | | 1 | | 1 | | | | | | | | | | | | | |
| 124 | Dinophyta | <i>Oxytoxum</i> | <i>variable</i> | | | | | | | | | | | | 2 | | | | | | |
| 125 | Dinophyta | <i>Paragymnodinium</i> | <i>cf. shiwhaense</i> | | | | | | | | | 2 | | | | | | | | | |
| 126 | Dinophyta | <i>Peridiniella</i> | <i>danica</i> | | | 1 | | | | | | | | | | | | | | | |
| 127 | Dinophyta | <i>Peridinium</i> | <i>sp. 1</i> | 1 | | 2 | | | | | | | 14 | | | | | | | | |
| 128 | Dinophyta | <i>Pileidinium</i> | <i>ciceropse</i> | | | 1 | | | | | | | | | | | | | | | |
| 129 | Dinophyta | <i>Podolampas</i> | <i>bipes</i> | | | 2 | | | | | | | | | | | | | | | |
| 130 | Dinophyta | <i>Polykrikos</i> | <i>sp. 1</i> | | | | | | | | | | | | | 1 | | | | | |
| 131 | Dinophyta | <i>Pronoctiluca</i> | <i>pelagica</i> | | | | | | | | | | 3 | | | 1 | | | | | |
| 132 | Dinophyta | <i>Pronoctiluca</i> | <i>spinifera</i> | | | | | | | | | 1 | 10 | | | 2 | 2 | | | | |
| 133 | Dinophyta | <i>Prorocentrum</i> | <i>belizianum</i> | | | | | | 1 | | | | | | | | | | | | |
| 134 | Dinophyta | <i>Prorocentrum</i> | <i>cf. cordatum</i> | | 1 | | | | | | | | | | | | | | | | |
| 135 | Dinophyta | <i>Prorocentrum</i> | <i>cf. lima</i> | | | | | | 2 | | 1 | 2 | | 3 | | | | | | | |
| 136 | Dinophyta | <i>Prorocentrum</i> | <i>cf. micans</i> | | | 14 | | | | | | | | | | | | | | | |
| 137 | Dinophyta | <i>Prorocentrum</i> | <i>cf. rathymum</i> | | 2 | | | | | | | | | | | | | | | | |
| 138 | Dinophyta | <i>Prorocentrum</i> | <i>compressum</i> | | | 5 | | | | | | | | | | | | | | | |
| 139 | Dinophyta | <i>Prorocentrum</i> | <i>concaum</i> | | | | | | 1 | | | | | | | | | | | | |
| 140 | Dinophyta | <i>Prorocentrum</i> | <i>dentatum</i> | | 2 | 8 | | | | | 1 | 1 | | | | | | | | | |
| 141 | Dinophyta | <i>Prorocentrum</i> | <i>lima</i> | | | | | | | | | | | | | | 2 | | | | |
| 142 | Dinophyta | <i>Prorocentrum</i> | <i>mexicanum</i> | | | | | 1 | | | | | | 1 | | | | | | | |
| 143 | Dinophyta | <i>Prorocentrum</i> | <i>micans</i> | | 1 | | | | | 2 | | | | | | | 4 | | | | |
| 144 | Dinophyta | <i>Prorocentrum</i> | <i>minimum</i> | | 1 | 4 | | | | | | 8 | | | | | | | | | |
| 145 | Dinophyta | <i>Prorocentrum</i> | <i>rathymum</i> | | | | | | | | | | | | | | 1 | | | | |
| 146 | Dinophyta | <i>Prorocentrum</i> | <i>scutellum</i> | | | 1 | | | | | | | | | | | | | | | |
| 147 | Dinophyta | <i>Prorocentrum</i> | <i>sp. 1</i> | | 2 | | | | | | | | | | | | | | | | |
| 148 | Dinophyta | <i>Protoceratium</i> | <i>cf. areolatum</i> | | | | | 3 | | | | | | | | | | | | | |
| 149 | Dinophyta | <i>Protoperidinium</i> | <i>brevipes</i> | | | | | | | | | 1 | | | | | | | | | |
| 150 | Dinophyta | <i>Protoperidinium</i> | <i>cf. oblongum (Quiste)</i> | | | | | | | 2 | | | | | | | | | | | |

| N | Taxa | Género | Especie | Abril | | | | | | Junio | | | | | | Octubre | | | | | |
|-----|-----------------|---------------------------|-------------------------------------|-------|-----|----|-----|-----|----|-------|-----|----|-----|-----|----|---------|-----|----|-------------|-----|----|
| | | | | Norte | | | Sur | | | Norte | | | Sur | | | Norte | | | Sur | | |
| | | | | LE | PCN | TA | BR | PCS | BH | LE | PCN | TA | BR | PCS | BH | LE | PCN | TA | BR | PCS | BH |
| 151 | Dinophyta | <i>Protoperidinium</i> | <i>cf. oceanicum</i> | | | | | | | | | | | | | | | | 1 | | |
| 152 | Dinophyta | <i>Protoperidinium</i> | <i>cf. quarnerense</i> | | | | | | | | | | | | | | | 1 | | | |
| 153 | Dinophyta | <i>Protoperidinium</i> | <i>cf. sinulum</i> | | | | | | | | | | | | | | | 1 | | | |
| 154 | Dinophyta | <i>Protoperidinium</i> | <i>cf. sphaericum</i> | | | | 1 | | | | | | | | | | | 3 | | | |
| 155 | Dinophyta | <i>Protoperidinium</i> | <i>cf. steinii</i> | | | | 1 | | | | | | | | | | | | | | |
| 156 | Dinophyta | <i>Protoperidinium</i> | <i>cf. subsphaericum</i> | | | | | | | | | | | | | | | | 3 | | |
| 157 | Dinophyta | <i>Protoperidinium</i> | <i>depressum</i> | | | | | | | | | | | | | | | | 1 | | |
| 158 | Dinophyta | <i>Protoperidinium</i> | <i>elegans</i> | | | | | | | | | | | | | | | | 1 | | |
| 159 | Dinophyta | <i>Protoperidinium</i> | <i>ovatum</i> | | | | 1 | | | | | | | | | | | | | | |
| 160 | Dinophyta | <i>Protoperidinium</i> | <i>quarnerense</i> | | | | | | | 2 | | 1 | 2 | | | | | | 2 | | |
| 161 | Dinophyta | <i>Protoperidinium</i> | <i>simulum</i> | | | | | | | | | | | | | | | | 2 | | |
| 162 | Dinophyta | <i>Protoperidinium</i> | <i>sp. 1</i> | | | | 2 | | | | | 1 | 1 | 1 | | | | | | | |
| 163 | Dinophyta | <i>Protoperidinium</i> | <i>steinii</i> | | | | | | | | | | | | | | | | 8 1 | | |
| 164 | Dinophyta | <i>Protoperidinium</i> | <i>subsphaericum</i> | | | | 1 | | | | | | | | | | | | 2 | | |
| 165 | Dinophyta | <i>Protoperidinium</i> | <i>tenuissimum</i> | | | | | | | | | | | | | | | | 2 1 | | |
| 166 | Dinophyta | <i>Pyrophacus</i> | <i>steinii</i> | | | | | | | | | | | | | | | | 2 1 | | |
| 167 | Dinophyta | <i>Scnppsiella</i> | <i>acuminata</i> | 2 | | 3 | | | | | | 8 | 8 | 5 | | | | | 1 2 1 | | |
| 168 | Dinophyta | <i>Torodinium</i> | <i>robustum</i> | # | 16 | 13 | 26 | 7 | 16 | 36 | 26 | 84 | 90 | 6 | 3 | 2 | 18 | 27 | 8 4 10 | | |
| 169 | Dinophyta | <i>Torodinium</i> | <i>teredo</i> | | | | | | | | | | | | | | | | 27 | | |
| 170 | Dinophyta | <i>Tripes</i> | <i>furca</i> | 2 | | 6 | | | | | | 1 | | 2 | 5 | 1 | | | | | |
| 171 | Dinophyta | <i>Tripes</i> | <i>fuscus</i> | | | | | | | | | 4 | | | | | | | | | |
| 172 | Dinophyta | <i>Tripes</i> | <i>kojoidii</i> | | | | | | | | | | | | | | | | 2 | | |
| 173 | Dinophyta | <i>Tripes</i> | <i>lineatum</i> | | | | 3 | | | | | | | | | | | | 1 1 | | |
| 174 | Dinophyta | <i>Tripes</i> | <i>macroceros</i> | | | | | | | | | 1 | | | | | | | 1 | | |
| 175 | Dinophyta | <i>Tripes</i> | <i>pentagonus</i> | | | | | | | | | | | | | | | | 1 | | |
| 176 | Dinophyta | <i>Tripes</i> | <i>vultur</i> | | | | | | | | | | | | | | | | 1 | | |
| 177 | Dinophyta | <i>Tryblionella</i> | <i>compressa</i> | 1 | 4 | | | | | | | | | | | | | | | | |
| 178 | Bacillariophyta | <i>Amphora</i> | <i>marina</i> | | | | | | | | | | | | | | | | 1 | | |
| 179 | Bacillariophyta | <i>Amphora</i> | <i>cf. ovalis</i> | | | | | | | | | | | | | | | | 3 1 | | |
| 180 | Bacillariophyta | <i>Amphora</i> | <i>ovalis</i> | | | | | | | | | | | | | | | | 2 | | |
| 181 | Bacillariophyta | <i>cf. Amphora</i> | <i>marina</i> | | | | | | | | | | | | | | | | 4 | | |
| 182 | Bacillariophyta | <i>Asteromphalus</i> | <i>cf. heptactis</i> | | | | | | | | | | | | | | | | 5 | | |
| 183 | Bacillariophyta | <i>Asteromphalus</i> | <i>flabellatus</i> | | | | | | | | | | | | | | | | 1 | | |
| 184 | Bacillariophyta | <i>Asteromphalus</i> | <i>heptactis</i> | | | | | | | | | | | | | | | | 2 | | |
| 185 | Bacillariophyta | <i>Asteromphalus</i> | <i>sp. 1</i> | | | | | | | | | | | | | | | | 2 3 7 1 1 3 | | |
| 186 | Bacillariophyta | <i>Azpeitia</i> | <i>nodulifera</i> | | | | | | | | | | | | | | | | 1 | | |
| 187 | Bacillariophyta | <i>cf. Bacillaria</i> | <i>paxillifer</i> | | | | | | | | | | | | | | | | 4 | | |
| 188 | Bacillariophyta | <i>Bacteriastrium</i> | <i>delicatum</i> | | | | | | | | | | | | | | | | 1 | | |
| 189 | Bacillariophyta | <i>Bacteriastrium</i> | <i>cf. elongatum</i> | | | | | | | | | | | | | | | | 3 1 | | |
| 190 | Bacillariophyta | <i>Bacteriastrium</i> | <i>elongatum</i> | | | | | | | | | | | | | | | | 3 | | |
| 191 | Bacillariophyta | <i>Bacteriastrium</i> | <i>elegans</i> | | | | | | | | | | | | | | | | 7 | | |
| 192 | Bacillariophyta | <i>cf. Bacteriastrium</i> | <i>hyalinum</i> | | | | | | | | | | | | | | | | 1 | | |
| 193 | Bacillariophyta | <i>Biddulphia</i> | <i>laevis</i> | | | | | | | | | | | | | | | | 1 | | |
| 194 | Bacillariophyta | <i>Chaetoceros</i> | <i>cf. debilis</i> | | | | | | | | | | | | | | | | 3 | | |
| 195 | Bacillariophyta | <i>Chaetoceros</i> | <i>affinis</i> | | | | | | | | | | | | | | | | 4 9 3 5 | | |
| 196 | Bacillariophyta | <i>Chaetoceros</i> | <i>affinis var. circinalis</i> | | | | | | | | | | | | | | | | 5 | | |
| 197 | Bacillariophyta | <i>Chaetoceros</i> | <i>atlanticus var. neapolitanus</i> | | | | | | | | | | | | | | | | 2 8 4 32 | | |
| 198 | Bacillariophyta | <i>Chaetoceros</i> | <i>cf. cinctus</i> | | | | | | | | | | | | | | | | 11 | | |
| 199 | Bacillariophyta | <i>Chaetoceros</i> | <i>cf. curvisetus</i> | | | | | | | | | | | | | | | | 158 | | |
| 200 | Bacillariophyta | <i>Chaetoceros</i> | <i>cf. decipiens</i> | | | | | | | | | | | | | | | | 3 | | |

| N | Taxa | Género | Especie | Abril | | | | | Junio | | | | | Octubre | | | | | | | |
|-----|-----------------|---------------------------|---------------------------|-------|-----|-----|----|-----|-------|----|-----|----|----|---------|-----|-----|-----|----|----|-----|----|
| | | | | Norte | | Sur | | | Norte | | Sur | | | Norte | | Sur | | | | | |
| | | | | LE | PCN | TA | BR | PCS | BH | LE | PCN | TA | BR | PCS | BH | LE | PCN | TA | BR | PCS | BH |
| 251 | Bacillariophyta | <i>Dictyocha</i> | <i>speculum</i> | | | | | | | | | | | | | | | 1 | | | |
| 252 | Bacillariophyta | <i>Diploneis</i> | <i>bombus</i> | | | | | | | | | | | | | | | | 1 | | |
| 253 | Bacillariophyta | <i>Diploneis</i> | <i>cf. didyma</i> | | | | | | | | | | | | | | | | 4 | | |
| 254 | Bacillariophyta | <i>Diploneis</i> | <i>didyma</i> | | | | | | | | 1 | | | | | | | | | | |
| 255 | Bacillariophyta | <i>Eunotogramma</i> | <i>cf. marinum</i> | | 4 | | | | | | | | | | | | | | | | |
| 256 | Bacillariophyta | <i>Eunotogramma</i> | <i>laeve</i> | | | | | | | | | | | | | | | | 1 | | |
| 257 | Bacillariophyta | <i>cf. Eunotogramma</i> | <i>mannum</i> | | | | | | | | | 1 | 3 | | | | | | | | |
| 258 | Bacillariophyta | <i>Fragilaria</i> | <i>acus</i> | | 2 | | | | | | | | | | | | | | | | |
| 259 | Bacillariophyta | <i>Fragilaria</i> | <i>sp. 1</i> | | | | | | | | | | | | | | | | | 1 | |
| 260 | Bacillariophyta | <i>Fragilariopsis</i> | <i>cf. obliquecostata</i> | | | | | | | | | | 1 | | | | | | | | |
| 261 | Bacillariophyta | <i>Fragilariopsis</i> | <i>cf. kerguelensis</i> | | | | | | | | | | 30 | | | | | | | | |
| 262 | Bacillariophyta | <i>Fragilariopsis</i> | <i>cf. vanheurckii</i> | | | | | | | | | | 2 | | 5 | | | | | | |
| 263 | Bacillariophyta | <i>Fragilariopsis</i> | <i>doliolus</i> | 2 | 16 | 19 | 15 | 13 | 3 | 4 | 4 | | 2 | 26 | 16 | | 20 | 39 | 16 | 37 | 18 |
| 264 | Bacillariophyta | <i>Fragilariopsis</i> | <i>kerguelensis</i> | | | | | 3 | | | | | | | | | | | | | |
| 265 | Bacillariophyta | <i>Fragilariopsis</i> | <i>obliquecostata</i> | | 1 | | | | | | | | | | | | | | | | |
| 266 | Bacillariophyta | <i>Fragilariopsis</i> | <i>sp. 1</i> | | 1 | | | 1 | | | | | 4 | 2 | 2 | | 9 | 3 | 5 | 7 | 6 |
| 267 | Bacillariophyta | <i>Fragilariopsis</i> | <i>sp. 2</i> | | 2 | | | | | | | | | | | | | | | | |
| 268 | Bacillariophyta | <i>Grammatophora</i> | <i>angulosa</i> | | | | | | | | | | 1 | | | | | | | | |
| 269 | Bacillariophyta | <i>Grammatophora</i> | <i>cf. manna</i> | | | | | 1 | | | | | 3 | 3 | | | 3 | | | | |
| 270 | Bacillariophyta | <i>Grammatophora</i> | <i>manna</i> | | 1 | 2 | | | | | | | 2 | | | | | | | | |
| 271 | Bacillariophyta | <i>Guinardia</i> | <i>delicatula</i> | | | | | | | | | | | | | | | | 6 | | 2 |
| 272 | Bacillariophyta | <i>Guinardia</i> | <i>flaccida</i> | | | | | | | | | | | 2 | | | 2 | | | | |
| 273 | Bacillariophyta | <i>Guinardia</i> | <i>striata</i> | | | | | | 5 | 4 | | 2 | | 12 | | 8 | 6 | 4 | | | |
| 274 | Bacillariophyta | <i>Hantzschia</i> | <i>amphioxys</i> | | | | | 1 | | | | | | | | | | | 2 | | |
| 275 | Bacillariophyta | <i>Haslea</i> | <i>cf. ostrearia</i> | 1 | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| 276 | Bacillariophyta | <i>Haslea</i> | <i>cf. spicula</i> | | | | | | | | | | | 2 | | | | | | | |
| 277 | Bacillariophyta | <i>Helicotheca</i> | <i>tamesis</i> | | | | | | 1 | | | | | 5 | 6 | | | | | 1 | |
| 278 | Bacillariophyta | <i>Hemiaulus</i> | <i>hauckii</i> | | | | | | | | | | | | | | | | 1 | | |
| 279 | Bacillariophyta | <i>Hemiaulus</i> | <i>sinensis</i> | | | | | | | | | | | | | | | | 1 | | |
| 280 | Bacillariophyta | <i>Hyalodiscus</i> | <i>stelliger</i> | | | | | | | | 1 | | | | | | | | | | |
| 281 | Bacillariophyta | <i>Leptocylindrus</i> | <i>mediterraneus</i> | | | | | | | | | | | | 4 | | | | | | |
| 282 | Bacillariophyta | <i>cf. Leptocylindrus</i> | <i>danicus</i> | | | | | | | | | | | | 1 | | | | | | |
| 283 | Bacillariophyta | <i>Licmophora</i> | <i>abbreviata</i> | 6 | | | | | | | 1 | | | | | | | | 1 | | |
| 284 | Bacillariophyta | <i>Lioloma</i> | <i>pacificum</i> | | | 15 | 1 | | 1 | 12 | 11 | 8 | 42 | 127 | 143 | 5 | 7 | 29 | 34 | 33 | 31 |
| 285 | Bacillariophyta | <i>Lyrella</i> | <i>clavata</i> | | | | 1 | | | | | | | | | | | | | | |
| 286 | Bacillariophyta | <i>Melosira</i> | <i>westii</i> | | | | | 1 | | | | | | | | | | | | | |
| 287 | Bacillariophyta | <i>cf. Membraneis</i> | <i>challengeri</i> | | | | | | | | | | | | | | 3 | 1 | | | |
| 288 | Bacillariophyta | <i>Navicula</i> | <i>cancelata</i> | | | | | | | | | | 1 | | 2 | | | | | | |
| 289 | Bacillariophyta | <i>Navicula</i> | <i>cf. digito-radiata</i> | | | 1 | | | | | | | | | | | | | | | |
| 290 | Bacillariophyta | <i>Navicula</i> | <i>cf. transitans</i> | | | | | | | 15 | | | | | | | | | | | |
| 291 | Bacillariophyta | <i>Navicula</i> | <i>radiosa</i> | | | 1 | 2 | | 1 | | | | | | | | | | | | |
| 292 | Bacillariophyta | <i>Navicula</i> | <i>sp. 1</i> | | | | | | | | | | | 6 | | | | | | | |
| 293 | Bacillariophyta | <i>Nitzschia</i> | <i>acicularis</i> | | | 1 | | 1 | 3 | | | | | | | | | | | | |
| 294 | Bacillariophyta | <i>Nitzschia</i> | <i>bicapitata</i> | | | | | | | | | | | | 1 | 1 | | 1 | | | |
| 295 | Bacillariophyta | <i>Nitzschia</i> | <i>cf. acicularis</i> | | | 16 | | | 2 | | | | | | | | | | | | |
| 296 | Bacillariophyta | <i>Nitzschia</i> | <i>cf. amabilis</i> | | | 2 | | | | | | | | | | | | | | | |
| 297 | Bacillariophyta | <i>Nitzschia</i> | <i>cf. bicapitata</i> | | 2 | | | | 1 | 1 | | | 1 | 13 | 1 | | 1 | | 3 | | 2 |
| 298 | Bacillariophyta | <i>Nitzschia</i> | <i>cf. fonticula</i> | | | | | | | 1 | | | | | | | | | | | |
| 299 | Bacillariophyta | <i>Nitzschia</i> | <i>cf. palea</i> | 2 | 6 | 1 | | 4 | | | | | 9 | 3 | 3 | 2 | | | 1 | | |
| 300 | Bacillariophyta | <i>Nitzschia</i> | <i>cf. sigma</i> | | | | | | | | | | | | | | 2 | | | | |

| N | Taxa | Género | Especie | Abril | | | | | | Junio | | | | | | Octubre | | | | | |
|-----|-----------------|-------------------------|-------------------------------------|-------|-----|-----|-----|-----|----|-------|-----|-----|------|-----|----|---------|-----|-----|-----|-----|----|
| | | | | Norte | | | Sur | | | Norte | | | Sur | | | Norte | | | Sur | | |
| | | | | LE | PCN | TA | BR | PCS | BH | LE | PCN | TA | BR | PCS | BH | LE | PCN | TA | BR | PCS | BH |
| 301 | Bacillariophyta | <i>Nitzschia</i> | <i>cf. vermicularis</i> | | | | | | | | | | | | | | | | 1 | | |
| 302 | Bacillariophyta | <i>Nitzschia</i> | <i>longissima</i> | 1 | | 4 | | | 1 | 7 | 5 | 1 | | 29 | 1 | 2 | 10 | 3 | 8 | 8 | 7 |
| 303 | Bacillariophyta | <i>Nitzschia</i> | <i>obtusa</i> | | 1 | | | | | | | | | | | | | | | | |
| 304 | Bacillariophyta | <i>Nitzschia</i> | <i>recta</i> | | | | | | | 2 | | | | | | | | | | | |
| 305 | Bacillariophyta | <i>Nitzschia</i> | <i>reversa</i> | | | | | | | | | | 12 | | | | | | | | |
| 306 | Bacillariophyta | <i>Nitzschia</i> | <i>sigma</i> | | 1 | | | | | 2 | | | | 1 | 6 | | | | | | |
| 307 | Bacillariophyta | <i>Nitzschia</i> | <i>sp. 1</i> | | | | | | | | | | | 6 | 35 | | | | | | |
| 308 | Bacillariophyta | <i>cf. Paralia</i> | <i>sukata</i> | | 9 | | | | | | | | | | | | | | | | |
| 309 | Bacillariophyta | <i>cf. Parlibellus</i> | <i>delognei</i> | | | | | | | | | | | | | | 3 | | | | |
| 310 | Bacillariophyta | <i>Pinnularia</i> | <i>cf. bicapitata</i> | | | | | | | | | | | | | | 2 | | | | |
| 311 | Bacillariophyta | <i>Pinnularia</i> | <i>cf. stauroptera</i> | 1 | | | | | | | | | | | | | 4 | 1 | 1 | | |
| 312 | Bacillariophyta | <i>cf. Plagiotropis</i> | <i>lepidoptera var. proboscidea</i> | | | | | | | | | | | | | | | 1 | | | |
| 313 | Bacillariophyta | <i>Planktoniella</i> | <i>blanda</i> | | | 1 | | | | | | | | | | | | | | | |
| 314 | Bacillariophyta | <i>Planktoniella</i> | <i>sol</i> | 1 | | 1 | | | 1 | 2 | | | 9 | 18 | 11 | 1 | 4 | 2 | 8 | 1 | 4 |
| 315 | Bacillariophyta | <i>Pleurosigma</i> | <i>angulatum</i> | | | | | | | | | | 1 | | | | | | | | |
| 316 | Bacillariophyta | <i>Pleurosigma</i> | <i>cf. nicobaricum</i> | | | | | | 5 | | | | | | | | | | | | |
| 317 | Bacillariophyta | <i>Pleurosigma</i> | <i>nicobanicum</i> | 1 | 3 | | | | 1 | 1 | | 2 | 9 | 10 | 1 | 5 | 6 | 13 | 1 | 3 | |
| 318 | Bacillariophyta | <i>Pleurosigma</i> | <i>normanii</i> | | | | | | 1 | | | 2 | | | | | | | | 4 | 3 |
| 319 | Bacillariophyta | <i>Proboscia</i> | <i>aiata</i> | | | | | | | | | 1 | | | | | | | | | |
| 320 | Bacillariophyta | <i>Psammodiscus</i> | <i>cf. nitidus</i> | | | | | 1 | | | | | | | | | | | | | |
| 321 | Bacillariophyta | <i>Pseudo-nitzschia</i> | <i>cf. australis</i> | | | 18 | | | 1 | | | | | | | | | | | | |
| 322 | Bacillariophyta | <i>Pseudo-nitzschia</i> | <i>cf. delicatissima</i> | | 43 | 123 | 15 | | 77 | 25 | 2 | 748 | 1835 | 954 | 2 | 560 | 173 | 249 | 122 | 84 | |
| 323 | Bacillariophyta | <i>Pseudo-nitzschia</i> | <i>cf. lineola</i> | | | | | 10 | | | | | | | | | | | | | |
| 324 | Bacillariophyta | <i>Pseudo-nitzschia</i> | <i>cf. multiseries</i> | | | | | 14 | | | | | | | | | | | | | |
| 325 | Bacillariophyta | <i>Pseudo-nitzschia</i> | <i>cf. pungens</i> | 1 | 2 | | 3 | | 1 | | 7 | | 8 | 729 | 1 | 2 | 123 | 22 | 50 | 3 | 6 |
| 326 | Bacillariophyta | <i>Pseudo-nitzschia</i> | <i>cf. seriata</i> | 2 | 1 | 5 | 1 | | 5 | 56 | 3 | | 56 | 29 | 89 | | 2 | 19 | 22 | | |
| 327 | Bacillariophyta | <i>Pseudo-nitzschia</i> | <i>delicatissima</i> | 9 | | | | | 44 | 2 | | | 24 | | | | | | | | |
| 328 | Bacillariophyta | <i>Pseudo-nitzschia</i> | <i>pungens</i> | | | | | | | | | | 1 | | 28 | | | | | | |
| 329 | Bacillariophyta | <i>Pseudo-nitzschia</i> | <i>seriata</i> | | | 1 | | | | | | | | | | | | | | | |
| 330 | Bacillariophyta | <i>Pseudosolenia</i> | <i>calcar-avis</i> | | | | | | | | | | 2 | 7 | 2 | | | | 3 | | |
| 331 | Bacillariophyta | <i>Rhizosolenia</i> | <i>acuminata</i> | | | | | | | | | | | | | | | | 1 | 1 | |
| 332 | Bacillariophyta | <i>Rhizosolenia</i> | <i>bergonii</i> | | | | 1 | | | | | 1 | 2 | 11 | | | | 4 | 1 | | |
| 333 | Bacillariophyta | <i>Rhizosolenia</i> | <i>cf. bergonii</i> | | | | | | | | | | 5 | 3 | | 1 | | | | | |
| 334 | Bacillariophyta | <i>Rhizosolenia</i> | <i>cf. imbricata</i> | | | | 1 | | | | | | 8 | | | | | | | | |
| 335 | Bacillariophyta | <i>Rhizosolenia</i> | <i>cf. styliformis</i> | | | | 1 | | | | | | | | | | | | | | |
| 336 | Bacillariophyta | <i>Rhizosolenia</i> | <i>cf. setigera</i> | | | 1 | | | | | | | | | | | | x | | | |
| 337 | Bacillariophyta | <i>Rhizosolenia</i> | <i>hebetata var. hiemalis</i> | | | | | | 1 | | | | | | | | | | | | |
| 338 | Bacillariophyta | <i>Rhizosolenia</i> | <i>imbricata</i> | 11 | | | 1 | 1 | 17 | 2 | | 8 | 10 | 29 | 3 | 54 | 79 | 2 | 2 | 1 | |
| 339 | Bacillariophyta | <i>Rhizosolenia</i> | <i>styliformis</i> | | | | | 6 | 5 | | | | 19 | 15 | 2 | 6 | | 8 | 1 | 18 | |
| 340 | Bacillariophyta | <i>Sellaphora</i> | <i>pupuka</i> | | | | | | | | | | | | | | | | 1 | | |
| 341 | Bacillariophyta | <i>Stauroneis</i> | <i>javanica</i> | | | | | | | 2 | | | | | | | | | | | |
| 342 | Bacillariophyta | <i>Sunrella</i> | <i>cf. elegans</i> | | | | | | 1 | | | | | | | | | | | | |
| 343 | Bacillariophyta | <i>Synedropsis</i> | <i>cf. hyperborea</i> | | | | | | | | 1 | | | | | 3 | | 166 | 2 | 2 | |
| 344 | Bacillariophyta | <i>Tabularia</i> | <i>fasciculata</i> | | | | | 4 | | | | | | | | | | | | | |
| 345 | Bacillariophyta | <i>Thalassiosira</i> | <i>angostelineata</i> | | | | | | | | | | | | | | | | 6 | | |
| 346 | Bacillariophyta | <i>Thalassiosira</i> | <i>cf. rotula</i> | 1 | | 3 | | | | | | | | | | | | | | | |
| 347 | Bacillariophyta | <i>Thalassiosira</i> | <i>cf. subtilis</i> | | | | | | | | | | | 1 | | | | | | | |
| 348 | Bacillariophyta | <i>Thalassiosira</i> | <i>eccentrica</i> | | | 3 | | | | | | | | | | | | | | | |
| 349 | Bacillariophyta | <i>Thalassiosira</i> | <i>minima</i> | | | | | 1 | | | | | | | | | | | | | |
| 350 | Bacillariophyta | <i>Thalassiosira</i> | <i>sp. 1</i> | | | 2 | | | 2 | | | 1 | | 1 | | | 1 | | | | |

| N | Taxa | Género | Especie | Abril | | | | | | Junio | | | | | | Octubre | | | | | |
|-----|-----------------|------------------------|-----------------------------|-------|-----|----|-----|-----|----|-------|-----|----|-----|-----|----|---------|-----|----|-----|-----|----|
| | | | | Norte | | | Sur | | | Norte | | | Sur | | | Norte | | | Sur | | |
| | | | | LE | PCN | TA | BR | PCS | BH | LE | PCN | TA | BR | PCS | BH | LE | PCN | TA | BR | PCS | BH |
| 351 | Bacillariophyta | <i>Thalassiosira</i> | <i>subtilis</i> | | | 1 | | | | | | | | | | 4 | | | | | |
| 352 | Bacillariophyta | <i>Thalassionema</i> | <i>cf. frauenfeldii</i> | | | | | 1 | | | | | 24 | | | | | | | | |
| 353 | Bacillariophyta | <i>Trachyneis</i> | <i>aspera</i> | | | | | | | 1 | | | | | | 2 | 1 | 8 | 4 | | |
| 354 | Bacillariophyta | <i>Trigonium</i> | <i>alternans</i> | | | | | | | | | 1 | | 1 | | 1 | | | | | |
| 355 | Bacillariophyta | <i>Tropidoneis</i> | <i>sp. 1</i> | | | | | | 1 | | | 1 | 1 | 1 | | | | | | | |
| 356 | Bacillariophyta | <i>Ulnaria</i> | <i>cf. ulna</i> | | | | 1 | | 17 | 1 | 1 | | | | | | | | | | |
| 357 | Bacillariophyta | <i>Ulnaria</i> | <i>cf. delicatissima</i> | | | | | | | | | | | | | | | 1 | | | |
| 358 | Bacillariophyta | <i>Ulnaria</i> | <i>danica</i> | | | | | | | | | | 13 | | | | | | | | |
| 359 | Bacillariophyta | <i>Ulnaria</i> | <i>ulna</i> | | 1 | 2 | | | | | 4 | 6 | 19 | 11 | | | 1 | 1 | 1 | | |
| 360 | Cyanophyta | <i>Aphanocapsa</i> | <i>cf. holsatica</i> | | | 2 | | | | | | | | | | | | | | | |
| 361 | Cyanophyta | <i>cf. Borzia</i> | <i>trilocularis</i> | | | 1 | | | | | | | | | | | | | | | |
| 362 | Cyanophyta | <i>cf. Gloeotheca</i> | <i>sp. 1</i> | | | | | | 1 | | | | | | 1 | 1 | | | | | |
| 363 | Cyanophyta | <i>Hapalosiphon</i> | <i>sp. 1</i> | | | | | | | | | | | | | | 6 | | | | |
| 364 | Cyanophyta | <i>Lynghya</i> | <i>cf. wollei</i> | | | | | | | | 1 | | | | | | | | | | |
| 365 | Cyanophyta | <i>Lynghya</i> | <i>sp. 1</i> | | | | | | 6 | | | | | | | | | | | | |
| 366 | Cyanophyta | <i>Nodularia</i> | <i>sp. 1</i> | | | | | | | | | | | | | 14 | | | | | |
| 367 | Cyanophyta | <i>Oscillatoria</i> | <i>borneb</i> | 2 | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| 368 | Cyanophyta | <i>Oscillatoria</i> | <i>sp. 1</i> | 2 | 1 | | | | | | 2 | 2 | 2 | | | | | | | | |
| 369 | Cyanophyta | <i>Oscillatoria</i> | <i>sp. 2</i> | 2 | 1 | | | | | | | | | | | | | | | | |
| 370 | Cyanophyta | <i>Oscillatoria</i> | <i>sp. 3</i> | | | | | | | | | | | | 4 | | | | | | |
| 371 | Cyanophyta | <i>Phormidium</i> | <i>tenue</i> | | | | | | 9 | 1 | | | | | | | | | | | |
| 372 | Cyanophyta | <i>Pseudoanabaena</i> | <i>cf. galeata</i> | | | | | | | | | | | | 1 | | | | | | |
| 373 | Cyanophyta | <i>Synechococcus</i> | <i>sp. 1</i> | | | | 1 | | 1 | | 2 | | | | | | | 1 | | | |
| 374 | Cyanophyta | <i>Xenococcus</i> | <i>endophyticus</i> | | | | | | 46 | | | | | | | | | | | | |
| 375 | Chlorophyta | <i>cf. Cladophora</i> | <i>sp. 1</i> | | | | | | | | | | | 1 | | | | | | | |
| 376 | Chlorophyta | <i>cf. Oedogonium</i> | <i>sp. 1</i> | | | | | | 1 | | | | | | | | | | | | |
| 377 | Chlorophyta | <i>Chlamydomonas</i> | <i>reinhardtii</i> | | 7 | | | | | | | | | | | | | | | | |
| 378 | Chlorophyta | <i>Chlorella</i> | <i>cf. marina</i> | | | | | | | | | 8 | | | | | | | | | |
| 379 | Chlorophyta | <i>Chlorella</i> | <i>cf. vulgaris</i> | | | | | | 23 | | | | | | | | | | | | |
| 380 | Chlorophyta | <i>Chlorococcum</i> | <i>sp. 1</i> | | | | 2 | | | 9 | | | | | | | | | | | |
| 381 | Chlorophyta | <i>Dictyosphaerium</i> | <i>sp. 1</i> | | | | | | | 2 | | | | | | | | | | | |
| 382 | Chlorophyta | <i>Gonium</i> | <i>pectorale</i> | | | | | 5 | | 1 | | | | | | | | | | | |
| 383 | Chlorophyta | <i>Pediastrum</i> | <i>simplex</i> | 1 | 2 | | | | | | | | | | | | | | | | |
| 384 | Chlorophyta | <i>Pediastrum</i> | <i>simplex var biwaense</i> | 2 | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| 385 | Chlorophyta | <i>Pediastrum</i> | <i>duplex</i> | | | 2 | | | | | | | | | | | | | | | |
| 386 | Chlorophyta | <i>Pterosperma</i> | <i>moebii</i> | | | 1 | | | | 1 | | | | 16 | 1 | | | | | | |
| 387 | Chlorophyta | <i>Volvox</i> | <i>sp. 1</i> | | | 6 | | | | | | | | | | | | | | | |
| 388 | Haptophyta | <i>cf. Ophiaster</i> | <i>hydroideus</i> | | | | | | | | | | | 1 | 3 | | | | | | |
| 389 | Haptophyta | <i>Homozygosphaera</i> | <i>triarcha</i> | | | | | | | 1 | | | | | | | | | | | |
| 390 | Haptophyta | <i>Phaeocystis</i> | <i>cf. globosa</i> | | | | | | | | | | | | 1 | | | | | | |
| 391 | Haptophyta | <i>Phaeocystis</i> | <i>sp. 1</i> | | | | | | 50 | | | 1 | | | | | | | | | |
| 392 | Cryptophyta | <i>Teleaulax</i> | <i>acuta</i> | 10 | | 1 | | | 27 | 2 | 13 | 45 | 9 | 2 | | | 4 | 3 | | | |
| 393 | Cryptophyta | <i>Teleaulax</i> | <i>amphioxeia</i> | 1 | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| 394 | | <i>Phyto</i> | <i>sp. 1</i> | 1 | | 8 | | 2 | | | | | | | | | | | | | |
| 395 | | <i>Phyto</i> | <i>sp. 2</i> | | | 1 | | | | | | | | | | | | | | | |
| 396 | | <i>Phyto</i> | <i>sp. 3</i> | | | 1 | | | | | | | | | | | | | | | |
| 397 | | <i>Phyto</i> | <i>sp. 4</i> | | 1 | | | | | | | | | | | | | | | | |
| 398 | | <i>Phyto</i> | <i>sp. 5</i> | | 1 | | | | | | | | | | | | | | | | |
| 399 | | <i>Phyto</i> | <i>sp. 6</i> | | 1 | | | | | | | | | | | | | | | | |
| 400 | | <i>Phyto</i> | <i>sp. 7</i> | | 1 | | | | | | | | | | | | | | | | |
| 401 | | <i>Phyto</i> | <i>sp. 8</i> | | | | | | 73 | | | | | | | | | | | | |
| 402 | | <i>Phyto</i> | <i>sp. 9</i> | | | | | | 4 | | | | | | | | | | | | |
| 403 | | <i>Phyto</i> | <i>sp. 10</i> | | | | | | | | 5 | | | | | | | | | | |
| 404 | | <i>Phyto</i> | <i>sp. 11</i> | | | | 1 | | | | | | | | 1 | | | | | | |
| 405 | | <i>Phyto</i> | <i>sp. 12</i> | | | | | | | | | | | | | | 1 | | | | |
| 406 | | <i>Phyto</i> | <i>sp. 13</i> | | | | | 1 | | | | | | | | | | | | | |
| 407 | | <i>Phyto</i> | <i>sp. 14</i> | | | | | 1 | | | | | | | | | | | | | |
| 408 | | <i>Phyto</i> | <i>sp. 15</i> | | | | 1 | | | | | | | | | | | | | | |
| 409 | | <i>Phyto</i> | <i>sp. 16</i> | | | | | | | | | | | 3 | | | | | | | |
| 410 | | <i>Phyto</i> | <i>sp. 17</i> | | | | | | | | | | | 1 | | | | | | | |
| 411 | | <i>Phyto</i> | <i>sp. 18</i> | | | | | | | | | | 1 | | | | | | | | |

Anexo 3. Especies más abundantes representantes de diferentes grupos. Como representante de las Bacillariophyceae están *Pseudo-nitzschia* cf. *delicatissima* y *Corethron pennatum* que fueron las más abundantes, la primera en todas las temporadas y la segunda solo en octubre (Seca). De las Dinophyceae está *Torodinium robustum* que estuvo presente en casi todos los puntos de muestreo durante las diferentes temporadas. Representante de las Cryptophyceae está *Teleaulax acuta* que estuvo presente en Abril (Húmeda).

