

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE BAJA CALIFORNIA
FACULTAD DE CIENCIAS MARINAS
INSTITUTO DE INVESTIGACIONES OCEANOLÓGICAS



VARIACIÓN ESPACIAL Y TEMPORAL DE LA COMUNIDAD FITOPLANCTÓNICA EN BAHÍA
DE SAN QUINTÍN, BAJA CALIFORNIA, MÉXICO: OCTUBRE 2004

TESIS

QUE PARA CUBRIR PARCIALMENTE LOS REQUISITOS NECESARIOS
PARA OBTENER EL GRADO DE

MAESTRO EN CIENCIAS EN OCEANOGRAFÍA COSTERA

PRESENTA

MARÍA FERNANDA GRACIA ESCOBAR

ENSENADA, BAJA CALIFORNIA, MÉXICO
DICIEMBRE, 2010

RESUMEN

Con el objetivo de estimar la variabilidad espacio-temporal de la comunidad fitoplanctónica, biomasa carbónica, pigmentos fotosintéticos y el coeficiente específico de absorción, se realizó un muestro del 6 al 16 de octubre del 2004 en la Bahía de San Quintín (Baja California, México). Se hicieron dos tipos de muestreo: uno espacial, con una red de 15 estaciones distribuidas en el interior de la bahía; y otro mediante una serie de tiempo en una estación fija. Para la estación fija, se tomaron muestras cada dos horas, iniciando a las 8:00 y terminando a las 18:00 horas; en tanto, para el muestreo espacial, las muestras de agua se recolectaron de la superficie. La caracterización de la comunidad fitoplanctónica se realizó mediante el uso de microscopio invertido y por medio de pigmentos estimados por cromatografía líquida de alta precisión (HPLC) y el programa de taxonomía química CHEMTAX. Se realizó la estimación del coeficiente específico de absorción del fitoplancton, $a_{ph}^*(\lambda)$. La mayor abundancia de fitoplancton al interior de la bahía fueron las dinofitas (*Ceratium* con 1260 cel L⁻¹) seguidas de las bacilariofitas (*Pseudo-nitzschia* con 300 cel L⁻¹ y *Rhizosolenia* con 203 cel L⁻¹) y cianofitas (*Trichodesmium* con 620 cel L⁻¹ y *Oscillatoria* 520 cel L⁻¹), con una tendencia a incrementar de la boca hacia los extremos de la bahía para el grupo de las bacilariofitas y cianofitas y una tendencia a disminuir por las dinofitas. En la serie de tiempo el grupo de las cianofitas (*Trichodesmium* con 2.391 cel L⁻¹) fue el más abundante durante los flujos de mareas, seguidas de las dinofitas (*Scrippsiella* con 239 cel L⁻¹ y *Ceratium* con 169 cel L⁻¹) y bacilariofitas (*Fragilariopsis* con 273 cel L⁻¹). La biomasa carbónica fue mayor en los géneros *Ceratium* (5.528 µg C) y *Rhizosolenia* (0.843 µg C) en el muestreo espacial y *Scrippsiella* (1.252 µg C) y *Navicula* (0.072 µg C) en la serie de tiempo. El uso de CHEMTAX permitió detectar un porcentaje al total de la Chl *a* para criptofitas hasta de un 60% durante el muestreo espacial y un 40% durante el muestreo de la serie, las bacilariofitas alcanzaron hasta un 50% en el muestreo espacial y un 20% durante la serie de tiempo y para clorofitas hasta un 20% en ambos muestreos. Estos valores son diferentes a lo encontrado con el microscopio, ya que solo se puede identificar células mayores a 5 µm. Adicionalmente, se reporta la presencia de *Prochlorococcus* en algunas estaciones con base a la presencia del divinil clorofila *a*. El $a_{ph}^*(440)$ tendió a incrementar hacia el interior de la bahía. El $a_{ph}^*(675)$ presentó poca variación y sin tendencia alguna en ambos muestreos. La forma del espectro de absorción del fitoplancton mostró tres hombros uno a 410, otro a 460 y 480 nm. El de 410 nm se atribuye a los feopigmentos de la Chl *a*, el de 460 nm se debe a los pigmentos accesorios fotoprotectores y el de 490nm a los pigmentos accesorios fotosintéticos. La razón $a_{ph}^*(440)/a_{ph}^*(675)$ presentó valores mayores hacia el interior de la bahía, lo que indica la presencia de los organismos del pico y nanoplancton. En la serie de tiempo la razón fue mayor durante el refluo durante mareas muertas y transición a mareas vivas, mientras que durante el flujo de mareas vivas, la razón fue mayor indicando la presencia de organismo pequeños que fueron introducidas durante mareas vivas.

ABSTRACT

In order to estimate the spatial and temporal variability of phytoplankton community, carbonic biomass, photosynthetic pigments and the specific absorption coefficient, we carried out a sampling from 6 to October 16, 2004 in the Bay of San Quintín (Baja California, México). There were two types of sampling: a space with a 15 stations distributed in the inner bay, and another through a time series at a fixed station. For fixed station samples were taken every two hours, starting at 8:00 and ending at 18:00 hours, meanwhile, for the spatial sampling, water samples were collected from the surface. The characterization of the phytoplankton community was carried out using an inverted microscope and by means of pigments estimated by high performance liquid chromatography (HPLC) and chemical taxonomy program CHEMTAX. We estimated the specific absorption coefficient of phytoplankton, $a^*_{ph}(\lambda)$. The highest abundance of phytoplankton within the bay were the Dinophyta (*Ceratium* with 1260 cells L⁻¹) followed by Bacillariophytas (*Pseudo-nitzschia* with 300 cells L⁻¹ and *Rhizosolenia* with 203 L⁻¹) and cyanophytes (*Trichodesmium* with cel 620 L⁻¹ and 520 *Oscillatoria* cel L⁻¹), with a tendency to increase from the mouth to the head of the bay to the group of Bacillariophytas and cyanophytes and a tendency to decrease by the Dinophyta. In the time series the group of cyanophytes (*Trichodesmium* with 2,391 cells L⁻¹) was the most abundant in the tidal flows, followed by the Dinophyta (*Scrippsiella* with 239 cells L⁻¹ and *Ceratium* with 169 L⁻¹) and Bacillariophytas (*Fragilariopsis* with 273 cells L⁻¹). Biomass of carbon was higher in the genera *Ceratium* (5.528 µg C) and *Rhizosolenia* (0.843 µg C) in the spatial sampling and *Scrippsiella* (1.252 µg C) and *Navicula* (0.072 µg C) in the time series. The use of CHEMTAX was possible to detect a percentage of total Chl *a* for cryptophytes up to 60 % on the spatial sampling and 40% during the sampling of the time series, Bacillariophytas reached up to 50 % in the spatial sampling and 20 % during the time series and chlorophytes up to 20 % in both sampling. These values are different than those found with the microscope, due to only is possible to identify cells greater than 5 µm. Additionally, we report the presence of *Prochlorococcus* in some stations due to presence of divinyl chlorophyll *a*. The $a^*_{ph}(440)$ tended to increase into the bay. The $a^*_{ph}(675)$ showed little variation and without trend in both sampling. The shape of phytoplankton absorption spectrum showed three shoulders at 410, another at 460 and 480 nm. The one of 410 nm is attributed to phaeopigments of Chl *a*, 460 nm is due to photoprotective accessory pigments to 490 nm and the photosynthetic accessory pigments. The ratio $a_{ph}(440)/a_{ph}(675)$ showed higher values into the bay, indicating the presence of pico and nanoplankton organisms. In the time series the ratio was higher during the ebb during neap tides and transition, while during flood tides, the ratio was higher indicating the presence of small organisms that were introduced during spring tides.

FACULTAD DE CIENCIAS MARINAS
INSTITUTO DE INVESTIGACIONES OCEANOLÓGICAS
POSGRADO EN OCEANOGRAFÍA COSTERA
VARIACIÓN ESPACIAL Y TEMPORAL DE LA COMUNIDAD FITOPLANCTÓNICA EN BAHÍA
DE SAN QUINTÍN, BAJA CALIFORNIA, MÉXICO: OCTUBRE 2004

T E S I S

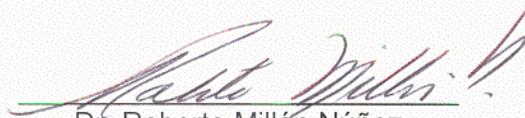
QUE PARA CUBRIR PARCIALMENTE LOS REQUISITOS NECESARIOS
PARA OBTENER EL GRADO DE

MAESTRO EN CIENCIAS EN OCEANOGRAFÍA COSTERA

PRESENTA

MARÍA FERNANDA GRACIA ESCOBAR

Aprobada por:



Dr. Roberto Millán Núñez
Director de tesis



Dra. Adriana González Silvera
Sinodal



Dr. Eduardo Santamaría del Ángel
Sinodal

*A mis padres Marcela y Edgar
A mis hermanos Ana María y Camilo y a mi sobrino Axel*

*A Dios por acompañarme
y guiarme en este trayecto de mi vida*

AGRADECIMIENTOS

A la Universidad Autónoma de Baja California, la Facultad de Ciencias Marinas y al Instituto de Investigaciones Oceanográficas por el apoyo y por brindarme las herramientas para mi formación profesional. Al Concejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACyT) por apoyarme económicamente a través de la beca 296741/236529.

Al grupo POPEYE (PhytOPlankton EcologY tEam) Roberto Millán Núñez, Adriana González Silvera y Eduardo Santamaría del Ángel por darme la oportunidad de pertenecer al grupo, por la confianza, por las horas de trabajo en las salidas de campo y en el laboratorio, por los conocimientos y el apoyo profesional y personal, ah y sobre todo ayudarme a exorcizar varios demonios!!. A mis compañeros de grupo Martha, Mariana, Denisse, Yolo, Josue y Jonatan, por el trabajo en equipo, la ayuda en el laboratorio y los buenos momentos en las salidas de campo.

A la profe Orellana por enseñarme todos sus truquitos en la identificación del fitoplancton y por todo su apoyo durante el desarrollo de mi tesis.

Gracias a mi mamá que es mi guía, mi consejera y mi mayor apoyo incondicional en cada momento de mi vida. A mi familia por su apoyo y confianza durante estos dos años, por sus llamadas que siempre me animaron e hicieron que me sintiera más cerca de casa.

Gracias a Manuel por su confianza y apoyo que me ha brindado durante estos meses, por la paciencia que me ha tenido en mis momentos de angustia y estrés y sobre todo por quererme.

A Carlitos, Andrea y Marthica, por su compañía en las situaciones de alegría y tristeza y por sus grandes consejos. A mis nuevas amistades mexicanas Gina, Noriko, Hector y Godo por todos los momentos de baile y alegría.

A mis grandes y mejores amigos Diana, Carin, Bibian, Ingrid, Laura, Ana, Javier y Ricardo por estar siempre en todo momento!

TABLA DE CONTENIDO

1. INTRODUCCIÓN.....	1
2. ANTECEDENTES.....	8
3. HIPOTESIS.....	15
4. OBJETIVOS.....	16
4.1. Objetivos general.....	16
4.2. Objetivos específicos.....	16
5. METODOLOGÍA.....	17
5.1. Muestreo.....	17
5.2. Análisis de muestras.....	20
5.2.1. Estructura de la comunidad fitoplanctónica.....	20
5.2.2. Pigmentos fotosintéticos.....	22
5.2.3. Quimiotaxonomía: CHEMTAX.....	22
5.2.4. Coeficiente de absorción del fitoplancton [$a_p(\lambda)$].....	23
6. RESULTADOS.....	26
6.1. Caracterización de las condiciones hidrográficas.....	26
6.1.1. Muestreo espacial.....	26
6.1.2. Muestreo de la serie de tiempo.....	28
6.2. Estructura de la comunidad fitoplanctónica.....	30
6.2.1. Muestreo espacial.....	30
6.2.2. Muestreo de la serie de tiempo.....	39
6.3. Pigmentos fotosintéticos.....	45
6.3.1. Muestreo espacial.....	45
6.3.1.1. Concentración de clorofila a Total.....	45
6.3.1.2. Concentración de pigmentos y carotenos.....	45
6.3.2. Muestreo de la serie de tiempo.....	53
6.3.2.1. Concentración de clorofila a Total.....	53
6.3.2.2. Concentración de pigmentos y carotenos.....	53
6.4. CHEMTAX.....	57
6.4.1. Muestreo espacial.....	57
6.4.2. Muestreo de la serie de tiempo.....	60
6.5. Coeficientes de absorción.....	64
6.5.1. Muestreo espacial.....	64
6.5.1.1. Coeficiente de absorción del fitoplancton [$a_{ph}(\lambda)$].....	64
6.5.1.2. Coeficiente específico de absorción del fitoplancton a 440 nm [$a^*_{ph}(\lambda)$].....	66
6.5.1.3. Razón $a_{ph}(440)/a_{ph}(675)$	69
6.5.2. Muestreo de la serie de tiempo.....	69
6.5.2.1. Coeficiente de absorción del fitoplancton [$a_{ph}(\lambda)$].....	69
6.5.2.2. Coeficiente específico de absorción del fitoplancton a 440 nm [$a^*_{ph}(\lambda)$].....	72
6.5.2.3. Razón $a_{ph}(440)/a_{ph}(675)$	72
7. DISCUSIÓN.....	76
7.1. Caracterización de las condiciones hidrográficas.....	76
7.2. Estructura de la comunidad fitoplanctónica.....	77
7.3. Pigmentos fotosintéticos.....	85

7.4. CHEMTAX.....	94
7.5. Coeficientes de absorción.....	97
8. CONCLUSIONES.....	100
9. REFERENCIAS.....	102
ANEXO I.....	111
ANEXO II.....	117

LISTA DE FIGURAS

Figura 1 Localización de Bahía de San Quintín.....	10
Figura 2. Localización de las zonas de muestreo: zona océano-boca (zona A), zona de Bahía San Quintín (zona B) y zona de Bahía Falsa (zona C). El círculo indica la estación 26 donde se tomaron los datos para la serie de tiempo.....	19
Figura 3 Distribución espacial de la temperatura (°C) de la salinidad (‰) de BSQ....	27
Figura 4 (a) serie de tiempo del nivel de marea (m), (b) temperatura (°C) y (c) salinidad (‰) en la BSQ.....	29
Figura 5 Abundancia fitoplanctónica total (cel L ⁻¹) de cada zona de BSQ.....	32
Figura 6 Abundancia fitoplanctónica promedio (cel L ⁻¹) de los grupos obtenidos mediante microscopio invertido de cada zona de la BSQ. a) zona A, b) zona B y c) zona C. (eje derecho: abundancia promedio de las dinofitas para cada zona).....	33
Figura 7 Abundancia fitoplanctónica (cel L ⁻¹) obtenidos mediante microscopio invertido de cada género de los grupos presentes en las tres zonas de la BSQ. a) géneros del grupo de las dinofitas (eje derecho se presenta la abundancias de la zona A) b) géneros del grupo de las bacilariofitas y c) géneros del grupo de las prasinofitas, cianofitas y rafidofitas.....	35
Figura 8 Porcentaje de la abundancia fitoplanctónica (%) de cada uno de los grupos presentes en las tres zonas de la BSQ. a) ciclo de marea y b) bacilariofitas...	36
Figura 9 Porcentaje de la abundancia fitoplanctónica (%) de cada uno de los grupos presentes en las tres zonas de la BSQ. a) cianofitas y b) prasinofitas.....	37
Figura 10 Abundancia fitoplanctónica total (cel L ⁻¹) de la serie de tiempo en la BSQ.....	41
Figura 11 Abundancia fitoplanctónica promedio (cel L ⁻¹) de los grupos obtenidos mediante microscopio invertido de la serie de tiempo en la estación 26 de la BSQ. a) grupo de las cianofitas y b) grupos bacilariofitas, dinofitas, prasinofitas, rafidofitas. (eje secundario: ciclo de marea).....	42
Figura 12 Abundancia fitoplanctónica (cel L ⁻¹) obtenidos mediante microscopio invertido de cada género de los grupos presentes en la serie de tiempo de la BSQ. a) géneros del grupo de las dinofitas b) géneros del grupo de las bacilariofitas y c) géneros del grupo de las prasinofitas, cianofitas y rafidofitas.....	43

Figura 13 Concentración espacial de Chl _a T ($\mu\text{g L}^{-1}$) en la BSQ. Los muestreos se dieron de acuerdo al tipo de marea que se presentó durante el tiempo de muestreo.....	46
Figura 14 Concentración de pigmento ($\mu\text{g L}^{-1}$) estimado por medio del HPLC para las tres zonas al interior de BSQ. a) fucoxantina, b) clorofila <i>b</i> y c) aloxantina. Los muestreos se dieron de acuerdo al tipo de marea que se presentó durante el tiempo de muestreo.....	48
Figura 15 Concentración de pigmento ($\mu\text{g L}^{-1}$) estimado por medio del HPLC para las tres zonas al interior de la BSQ. a) peridina b) 19'Hexanoloxyfucoxantina y c) feofitina. Los muestreos se dieron de acuerdo al tipo de marea que se presentó durante el tiempo de muestreo.....	50
Figura 16 Concentración de pigmento ($\mu\text{g L}^{-1}$) estimado por medio del HPLC para las tres zonas al interior de la BSQ. a) prasinoxantina, b) zeaxantina y c) divinil clorofila <i>a</i> . Los muestreos se dieron de acuerdo al tipo de marea que se presentó durante el tiempo de muestreo.....	52
Figura 17 Concentración de Chl _a T ($\mu\text{g L}^{-1}$) de la serie de tiempo en BSQ. Eje derecho: ciclo de marea (m).....	55
Figura 18 Concentración de Chl _a T ($\mu\text{g L}^{-1}$) de la serie de tiempo en BSQ. b) pigmentos: fucoxantina, aloxantina y clorofila <i>b</i> ; b) peridina, 19'Hexanoloxyfucoxantina y divinil clorofila <i>a</i> y c) prasinoxantina, zeaxantina y feofitina. Eje secundario: ciclo de marea (m).....	56
Figura 19 Porcentaje de contribución de Chl <i>a</i> (x100) de cada grupo fitoplanctónico estimado por el CHEMTAX. a) grupo de las bacilariofitas, b) grupo de las clorofitas y c) grupo de las criptofitas. Los muestreos se dieron de acuerdo al tipo de marea que se presentó durante el tiempo de muestreo.....	58
Figura 20 Porcentaje de contribución de Chl <i>a</i> (x100) de cada grupo fitoplanctónico estimado por el CHEMTAX. a) grupo las dinofitas y b) grupo de las haptofitas. Los muestreos se dieron de acuerdo al tipo de marea que se presentó durante el tiempo de muestreo.....	61
Figura 21 Porcentaje de contribución de Chl <i>a</i> (x100) de cada grupo fitoplanctónico estimado por el CHEMTAX. a) grupo de las prasinofitas, b) grupo de las cianofitas y c) grupo de las proclorofitas. Los muestreos se dieron de acuerdo al tipo de marea que se presentó durante el tiempo de muestreo.....	62
Figura 22 Porcentaje de contribución al total de Chl <i>a</i> (x100) de la serie de tiempo en la BSQ.....	63

Figura 23 Variación espacial de $a_{ph}(\lambda)$ (m^{-1}) y espectro de absorción normalizado a 440 nm A (adimensional). Cada línea corresponde a la absorción promedio en cada estación. a) y b) zona A, c) y d) zona B y e) y f) zona C: zona de Bahía Falsa. La línea negra corresponde al promedio de las estaciones encada zona de muestreo. La flecha morada muestra el hombro a los 410 nm, la flecha roja muestra el hombro de los 460 nm y la flecha verde el hombro de los 480 nm.....	65
Figura 24 Variación espacial $a^*_{ph}(\lambda)$ [$m^2(mg\ ChlaT)^{-1}$] en la BSQ. Cada línea corresponde a la absorción promedio en cada estación. a) zona A, b) zona B y c) zona C. La línea negra corresponde al promedio de las estaciones en cada zona de muestreo.....	67
Figura 25 Valores promedio de la variación espacial $a^*_{ph}(440)$ (rombos) y $a^*_{ph}(675)$ (cuadrados) [$m^2(mg\ ChlaT)^{-1}$]. La línea corresponde a la tendencia del promedio de cada zona. a) zona A, b) zona B y c) zona C.....	68
Figura 26 Razón $a_{ph}(440)/a_{ph}(675)$ del muestreo especial en la BSQ para las tres zonas de muestreo: zona A: rectángulos, zona B: cuadrados y zona C: triángulos.....	70
Figura 27 (a) variación temporal $a_{ph}(\lambda)$ (m^{-1}) y (b) el espectro de absorción normalizado a 40 nm A (adimensional) en la estación 26 de la BSQ. Cada línea corresponde a la absorción promedio de cada día de muestreo. La flecha morada muestra el hombro a los 410 nm, la flecha roja muestra el hombro de los 460 nm y la flecha verde el hombro de los 480 nm	71
Figura 28 Variación temporal $a^*_{ph}(\lambda)$ [$m^2(mg\ ChlaT)^{-1}$] en BSQ. Cada línea corresponde a la absorción promedio de cada día de muestreo.....	73
Figura 29 Valores promedio durante la serie de tiempo $a^*_{ph}(440)$ (rombos) y $a^*_{ph}(675)$ (cuadrados) [$m^2(mg\ ChlaT)^{-1}$] en la BSQ. La línea corresponde a la tendencia del promedio de cada día de muestreo.....	74
Figura 30 Razón $a_{ph}(440)/a_{ph}(675)$ del flujo y reflujos de marea en la serie de tiempo en la BSQ.....	75
Figura 31 (a) Carbono total ($\mu g\ C$) en cada estación del muestreo espacial de BSQ. (b) razón C:Chl a ($\mu g\ C\ \mu g\ Chl\ a^{-1}$) total, de las dinofitas y bacilarifitas en cada una de las zonas de BSQ.....	83
Figura 32 (a) Carbono total ($\mu g\ C$) en cada estación del muestreo espacial de BSQ. (b) razón C:Chl a ($\mu g\ C\ \mu g\ Chl\ a^{-1}$) total, de las dinofitas y bacilarifitas en la serie de tiempo de BSQ	84

Figura 33 (a) Concentración de ChlaT por célula ($\mu\text{g cel}^{-1}$) presente en las tres zonas de la BSQ. (b) Concentración de Chla T por célula ($\mu\text{g cel}^{-1}$) presente en serie de tiempo de la BSQ (eje secundario: ciclo de marea).....	88
Figura 34 Concentración de fucoxantina por célula ($\mu\text{g cel}^{-1}$) del muestreo espacial en BSQ.....	89
Figura 35 Concentración de los pigmentos accesorios PFS y PFP ($\mu\text{g L}^{-1}$) en la BSQ. (a) muestreo espacial y (b) serie de tiempo.....	93

LISTA DE TABLAS

Tabla I Volumen celular (μm^3) de los grupos fitoplanctónicos de las bacilariofitas y dinofitas presentes en BSQ.....	24
Tabla II Pigmentos fotosintéticos definidos para cada grupo de algas (modificado Wrightand Jeffrey, 2006). Los pigmentos en negrilla son los que se escogieron como pigmento característico de cada grupo, y los que presentan un asterisco (*) son los específicos para ese grupo algal.....	24
Tabla III Matriz inicial (razones pigmento:Chl a) para el análisis de los pigmentos por medio del CHEMTAX. (Chl c_3 : clorofila c_3 , Chl c_2 : clorofila c_2 , Peri: peridinina, 19'But-Fuco: 19'Butanoloxifucoxantina, Fuco: fucoxantina, Prasi: prasinoxantina, Viol: violoxantina, 19'Hex-Fuco: 19'Hexanoloxifucoxantina, Diad: diadinoxantina, Allo: Aloxantina, Diat: diatoxantina, Zea: zeaxantina, Lut: luteína, Chl b: clorofila b, Dv Chl a: Divinil clorofila a y Chl a: clorofila a...	26
Tabla IV Biomasa carbónica ($\mu\text{g C}$) de los género de las dinofitas y bacilariofitas presentes en la BSQ con base a las ecuaciones propuestas por Strathmann (1967).....	39
Tabla V Biomasa carbónica ($\mu\text{g C}$) de la serie de tiempo de los grupos fitoplanctónicos presentes en BSQ: dinofitas y las bacilariofitas céntricas (*) y penadas (-) con base a las ecuaciones propuestas por Strathmann (1967).	44

1. INTRODUCCIÓN

Las lagunas costeras son cuerpos de agua semi-cerrados, considerados como contribuyentes importantes de carbono y nutrientes hacia los ecosistemas adyacentes. Estos sistemas presentan un acoplamiento con el océano adyacente, por lo tanto los procesos (e.g. intercambio mareal y estratificación) que ocurren en estos límites pueden afectar su circulación y la producción biológica dentro de la laguna (Young *et al.*, 2005). Una de las características importantes de estos ambientes costeros es la presencia de grandes cantidades de materia orgánica, la cual es aportada dentro del ecosistema costero, principalmente por productores primarios tanto planctónicos como bentónicos y de la vegetación circundante (Escobedo-Urías *et al.*, 2007).

Las lagunas costeras, a diferencia de los estuarios, presentan escasez de aportes continentales (Ferrerías, 2006), sin embargo, las lagunas costeras del noroeste de México como la Bahía de San Quintín, son altamente productivas ya que están sostenidas por el aporte de nutrientes del sistema de la Corriente de California debido a los eventos de surgencias, a las corrientes de marea y a su intenso reciclamiento al interior de las mismas (Millán-Núñez *et al.*, 1982).

Las variaciones en la biomasa y la composición del fitoplancton se ven afectadas principalmente por la luz, la temperatura, la disponibilidad de nutrientes y el pastoreo (Raymont, 1980). Además, estos organismos al presentar un ciclo de vida corto, responden rápidamente a los cambios ambientales, siendo importantes como indicadores de la calidad del agua (Hötzel y Croome, 1999). Existen diversos factores físicos que afectan al fitoplancton, en donde se incluyen, los desplazamientos verticales de la concentración de clorofila por ondas internas presentes en la columna del agua y la redistribución del fitoplancton en la formación de corrientes superficiales debidas al viento. Adicionalmente, entre los procesos biológicos se

encuentran la migración diurna de las dinofitas, la migración vertical del zooplancton y los distintos ritmos de división celular (Cloern *et al.*, 1989).

La cuantificación de la composición y biomasa del fitoplancton es esencial para entender la estructura y la dinámica de los ecosistemas marinos, así como para evaluar el rol del océano en el ciclo global del carbono (Llewellyn *et al.*, 2005). La biomasa de carbono en los organismos planctónicos es un parámetro fundamental en los modelos ecológicos y el balance biogeoquímico del carbono, ya que la variabilidad espacial y temporal del fitoplancton y la productividad primaria pueden ser cuantificadas y predichas con el contenido de carbono de los organismos fitoplanctónicos (Menden-Deuer y Lessard, 2000).

El carbono (C) es la principal estructura de los organismos heterotróficos y fototróficos, así como un elemento específico para poder realizar comparaciones de la biomasa y la bioenergía (Menden-Deuer y Lessard, 2000). Estimaciones de la cantidad de C asociado a la biomasa de organismos planctónicos, suelen ser realizadas a partir de la conversión de las mediciones microscópicas del tamaño y volumen celular, después se convierten en biomasa de carbono utilizando derivadas empíricas o teóricas de carbono en relación al volumen (Schlüter y Havskum, 1997; Menden-Deuer y Lessard, 2000). La relación carbono:volumen (C: vol) se ha reportado para varios grupos planctónicos, como bacterias heterótrofas (Nagata y Watanabe, 1990), las bacilariofitas (Mullin *et al.*, 1966; Strathmann, 1967; Montagne *et al.*, 1994; Montagne *et al.*, 2001), nanoplancton fototróficas (Verity *et al.*, 1992) y dinofitas (Strathmann, 1967; Montagne *et al.*, 1994; Menden-Deuer y Lessard, 2000).

El fitoplancton, junto con algas bentónicas y macrófitas, constituyen los productores primarios autóctonos en sistemas acuáticos, siendo la base de las cadenas alimenticias en términos de energía y producción de materia orgánica (Hötzel y Croome, 1999). Son los encargados de la fijación del dióxido de carbono y la producción de materia orgánica para los

organismos consumidores de la cadena alimenticia. Adicionalmente es un indicador de eutrofización y de los procesos causados por el sobre enriquecimiento de nutrientes (McCarthy, 2005).

Para entender la función biológica del fitoplancton como productor primario, es importante analizar el papel que presenta la comunidad del fitoplancton en un cuerpo de agua (Hötzel y Croome, 1999). Por tanto, uno de los objetivos básicos para el estudio del fitoplancton es determinar la abundancia de especies en una muestra de agua, para la realización de estudios de la cadena alimenticia (Villafañe y Reid, 1995). Adicionalmente, la estimación de la abundancia de células, es importante en estudios de sucesión temporal de especies dentro de una comunidad, de la caracterización de masas de agua y de contaminación, ya que es de esperar que una especie incremente su concentración, en aquellos cuerpos de agua donde las condiciones ambientales son favorables para su crecimiento (Villafañe y Reid, 1995; Hötzel y Croome, 1999).

Existen diversos métodos para la cuantificación del fitoplancton, entre los que se encuentran los métodos directos basados en el uso de un microscopio invertido como es el método de Utermöhl (1958) (Villafañe y Reid, 1995). Este se fundamenta en la sedimentación de una alícuota de una muestra de agua en una cámara de conteo. El método de Utermöhl (1958) presenta la ventaja de observar las características morfológicas propias de cada especie, tales como el tamaño individual de cada célula, su forma, la presencia de colonias, formación de esporas y la asociación con otras especies (Edler y Elbrächter, 2010). También esta técnica ayuda a obtener una estimación del número de células y determinar su importancia cuantitativa dentro de la comunidad (Havskum *et al.*, 2004). Sin embargo, una de las desventajas del método es que las células pequeñas (< 5µm), entre ellas los flagelados, son difícilmente visibles y para poder llegar a su identificación es necesario utilizar otros métodos como microscopios de epifluorescencia y/o citometría de flujo (Tester *et al.*, 1995).

Una medida alternativa para cuantificar la biomasa fitoplanctónica es la concentración de clorofila *a* (Chl *a*) (Andersen *et al.*, 1996). Actualmente se tiene la capacidad de separar la Chl *a* de otros pigmentos (carotenoides) basándose en el método de cromatografía líquida de alta precisión (HPLC). El HPLC permite estimar cuantitativamente la concentración de pigmentos e inferir la abundancia de cada clase del fitoplancton presente en el cuerpo de agua (Mackey *et al.*, 1998). Para este método, es importante considerar que diferentes clases de algas contienen diferentes pigmentos y siendo algunos de ellos característicos de ciertos grupos del fitoplancton mientras otros son específicos. Por ejemplo, los pigmentos peridina y aloxantina son específicos de los grupos de las dinofitas y criptofitas, respectivamente (Mackey *et al.*, 1998; Llewellyn *et al.*, 2005). La concentración de cada pigmento puede expresarse como un porcentaje de la Chl *a* para una clase de microalga y con un adecuado factor de conversión se puede estimar la distribución relativa de cada clase de algas en la muestra (Wright *et al.*, 1996).

Otro punto a considerar, es que el uso de pigmentos diagnósticos ó específicos ha permitido la separación e identificación de pigmentos del pico y nanofitoplancton los cuales, son difícilmente visibles al microscopio invertido (Schlüter *et al.*, 2000). Sin embargo, los resultados obtenidos pueden presentar algunas variaciones en la composición específica del fitoplancton, debido a que el contenido de pigmentos varía debido a los cambios de luz y temperatura, disponibilidad de nutrientes y/o a las distintas fases de crecimiento (Eker-Develi *et al.*, 2008). Adicionalmente, se debe tener en cuenta que varios grupos fitoplanctónicos, e incluso otros organismos del plancton, pueden compartir algunos pigmentos y esto lleva a variaciones en la razón pigmento:Chl *a*, por tanto se debe tener gran cautela en el momento del estudio de los pigmentos (Schlüter *et al.*, 2000; Eker-Develi *et al.*, 2008) para evitar sobre o subestimaciones en la razón pigmento:Chl *a*.

Con el fin de relacionar la composición de pigmentos medidos con la distribución de los grupos fitoplanctónicos, se han presentado técnicas como la regresión lineal múltiple (Tester *et*

al., 1995) o la factorización de la matriz por medio del CHEMTAX (Mackey *et al.*, 1996). Sin embargo, el análisis de regresión presenta algunos inconvenientes, ya que muestra la ocurrencia de contribuciones negativas al total de Chl *a* (Henriksen *et al.*, 2002). En tanto, CHEMical TAXonomy (CHEMTAX) es un programa matemático que permite la distribución de la Chl *a* entre diferentes grupos algales definidos por un grupo de pigmentos (Mackey *et al.*, 1996; Sarmiento y Descy, 2008). A partir de una matriz inicial usualmente derivada de cultivos de fitoplancton, el programa usa un proceso interactivo para poder encontrar la razón óptima entre el pigmento:Chl *a* y genera la fracción total de Chl *a* perteneciente a cada grupo de pigmentos de una muestra determinada (Sarmiento y Descy, 2008).

Con los datos de concentración de pigmentos obtenidos con HPLC y la aplicación del programa CHEMTAX se ha podido realizar una serie de estudios sobre la comunidad fitoplanctónica (Irigoien *et al.*, 2004). Sin embargo, se requiere tener previos conocimientos de los grupos fitoplanctónicos, los pigmentos y una particular atención en la variación que puede tener la razón pigmento:Chl *a* debido a la disponibilidad de nutrientes y de luz (Mackey *et al.*, 1996, Schlueter *et al.*, 2000).

La energía lumínica (luz solar) es un factor importante que utiliza el fitoplancton en la fotosíntesis. Este es el proceso más importante en los ecosistemas, donde la energía solar es convertida en energía química y utilizada en la producción de compuestos orgánicos para ser disponible para toda la biota. La fotosíntesis adicionalmente produce oxígeno, necesario para la respiración celular y producción de ATP (Falkowski y Raven, 1997). El fitoplancton, para que realice la fotosíntesis, requiere de 4 factores principales: energía en forma de radiación solar, carbono inorgánico en forma de dióxido de carbono o iones carbonato, nutrientes minerales y agua (Kirk, 1994).

El proceso fotosintético tiene inicio con la absorción de la luz solar a diferentes longitudes de onda (λ) entre los 400 y 700 nanómetros (nm), conocida como radiación fotosintéticamente activa (PAR por sus siglas en inglés) (Kirk, 1994; Falkowski y Raven, 1997).

La absorción de la luz solar y el coeficiente de atenuación de la luz en la columna de agua son propiedades importantes que muestran la variabilidad óptica dentro de la zona eufótica. Los cambios en estas propiedades afectan la penetración de la luz en la columna de agua, la producción primaria y el calentamiento de la capa de mezcla (Sosik y Michell, 1995). El coeficiente de absorción espectral es una de las propiedades inherentes que influyen en la reflectancia de los sistemas acuáticos. Para el análisis de la absorción de luz se debe considerar la absorción total [$a(\lambda)$] en términos de sus constituyentes (Mitchell *et al*, 2000):

$$a(\lambda) = a_w(\lambda) + a_p(\lambda) + a_s(\lambda) \quad (\text{Ecuación 1})$$

donde λ es la longitud de onda, $a_w(\lambda)$ es la absorción debida al agua de ópticamente pura, $a_p(\lambda)$ es la absorción por el material particulado y $a_s(\lambda)$ por el material disuelto en el agua. La absorción debida al material particulado está dado por (Mitchell *et al*, 2000):

$$a_p(\lambda) = a_{ph}(\lambda) + a_d(\lambda) \quad (\text{Ecuación 2})$$

$$a_{ph}(\lambda) = a_p(\lambda) - a_d(\lambda) \quad (\text{Ecuación 3})$$

donde $a_{ph}(\lambda)$ representa la absorción del fitoplancton viable y $a_d(\lambda)$ la absorción por el material particulado no vivo ó detritus.

La concentración de los pigmentos en el fitoplancton es la fuente dominante en la variabilidad de la absorción particulada. Como la Chl *a* es el principal pigmento que se encuentra en el fitoplancton, es necesario normalizar $a_{ph}(\lambda)$ por la Chl *a* para así obtener el coeficiente de absorción específico del fitoplancton ($a^*_{ph}(\lambda)$):

$$a^*_{ph}(\lambda) = a_{ph}(\lambda) / (\text{Chl } a) \quad (\text{Ecuación 4})$$

donde $a_{ph}^*(\lambda)$ se encuentra en unidades de área por unidad masa de pigmento [$\text{m}^2 (\text{mg Chl } a)^{-1}$] y la concentración de Chl *a* en mg m^{-3} . La variabilidad de $a^*_{ph}(\lambda)$ esta en función del efecto paquete de los pigmentos y a diferencias en la pigmentación de los diferentes grupos fitoplanctónicos (Bricaud *et al.*, 1995).

Las células fotosintéticas requieren de los pigmentos fotosintéticos para poder absorber la luz, en donde cada color del pigmento está dado por la longitud de onda no absorbida y por lo tanto reflejada. Como se mencionó anteriormente, el principal pigmento fotosintético es la Chl *a*, sin embargo, existen otros pigmentos llamados accesorios, como las clorofilas *b* y *c* y varios carotenoides y ficobiliproteínas (Kirk, 1994). Los pigmentos accesorios se clasifican según su función en fotosintéticos y fotoprotectores. Los fotosintéticos (PFS) tienen la función de ampliar el espectro y la capacidad de absorción, aumentando la eficiencia de la fotosíntesis. Los fotoprotectores (PFP), proveen protección a las células contra los efectos de altas irradiancias, las cuales pueden dañar el aparato fotosintético (Kirk, 1994). Por lo tanto. La razón entre PFP y PFS ha sido utilizada como un indicador de las rutas de transferencia de energía y aclimatación de las células fitoplanctónicas (Eisner *et al.*, 2003).

1.1. ANTECEDENTES

La Bahía de San Quintín (BSQ) está ubicada en la costa occidental del Pacífico de Baja California, México, entre los 30°24' y 30°30' de latitud Norte y 115°57' y 116°01' de longitud Oeste (Fig. 1). Es una laguna costera que tiene forma de "Y" con un área aproximada de 42 Km²; esta se divide en dos brazos: brazo oeste, conocido como Bahía Falsa, el cual presenta un largo aproximado de 5.6 km con una plataforma submarina somera cuyo canal principal tiene en promedio de 6 m de profundidad; y el brazo este llamado Bahía de San Quintín, tiene una longitud aproximada de 11.5 km y se caracteriza por tener un fondo irregular con un canal de 10 m de profundidad en su primer tercio (Flores-Vidal, 2006).

La BSQ es un sistema antiestuarino donde la salinidad se incrementa de la boca hacia su interior debido a la elevada tasa de evaporación y a la ausencia de precipitación pluvial y escurrimientos superficiales (Millán-Núñez *et al.*, 1982 y Camacho-Ibar *et al.*, 2007). El clima en la zona es clasificado como semi-árido, con un máximo anual de temperatura ambiental (≈ 25 °C) durante verano. Las lluvias son escasas en invierno con un promedio de precipitación anual de 5-10 cm. Los vientos dominantes son del noroeste con variación diurna (Durazo *et al.*, 2005). Las mareas son semidiurnas con una amplitud media de 1.6 m, lo cual proporciona un intenso intercambio de agua con el medio oceánico así como una distribución vertical homogénea (Lara-Lara *et al.*, 1980; Millán-Núñez *et al.*, 1982).

Debido a lo somero de algunas zonas, éstas se encuentran sujetas a un intenso calentamiento que crean gradientes de temperatura causante de cambios en la densidad. Sin embargo, la BSQ recibe la influencia del Sistema de la Corriente de California (SCC) que junto a los vientos regionales controlan en gran medida el funcionamiento de la surgencia, principalmente hacia el final de la primavera y durante el verano (Álvarez-Borrego, 2004). En la zona aledaña a BSQ, las mareas poseen un papel importante en la dinámica e intercambio

océano-bahía transportando aguas ricas en nutrientes y carbono inorgánico hacia el interior de la bahía. Es por ello que la presencia de agua de baja temperatura y altas concentraciones de nutrientes observados en el interior de la bahía pueden ser explicadas por las corrientes de marea y los eventos de surgencia (Hernández-Ayón *et al.*, 2007), lo que promueve una elevada producción y biomasa de fitoplancton (Álvarez-Borrego, 2004). La producción y abundancia de fitoplancton disminuye desde la boca hacia las partes internas de la laguna hasta cinco veces (Millán-Nuñez *et al.*, 1982).

La BSQ se fertiliza con aguas marinas frías y ricas en nutrientes inorgánicos, producto de los eventos de surgencias, las cuales aportan nuevos compuestos nitrogenados ayudando así a los procesos bentónicos, los cuales dominan el metabolismo a nivel de ecosistema y son responsables de aproximadamente el 70% de la producción primaria y la respiración (Ibarra-Obando *et al.*, 2004). Las praderas de pastos marinos (*Zostera marina*) son responsables de un 80% del metabolismo bentónico presentando mayor productividad en las cabeceras que en la boca (Camacho-Ibar *et al.*, 2003). Adicionalmente, la elevada concentración de nutrientes durante periodos de surgencia ha facilitado la presencia de algas verdes oportunistas como *Ulva* spp., principalmente en Bahía Falsa y zonas cercanas a la boca (Zertuche- González *et al.*, 2009).

El área del brazo de Bahía Falsa, presenta una alta productividad primaria, influenciada por las surgencias y un mayor intercambio de agua entre la bahía y el océano, que el brazo de BSQ. Esto hace un ambiente adecuado para los cultivos artesanales de ostión *Crassostrea gigas* y en menor medida de la almeja *Chione* spp (Zertuche-González *et al.*, 2009; Camacho-Ibar *et al.*, 2007). Estas actividades acuícolas se han expandido rápidamente a partir de 1980 presentando una cobertura de área superficial de 300 ha (33%) de la bahía (Camacho-Ibar *et al.*, 2003).

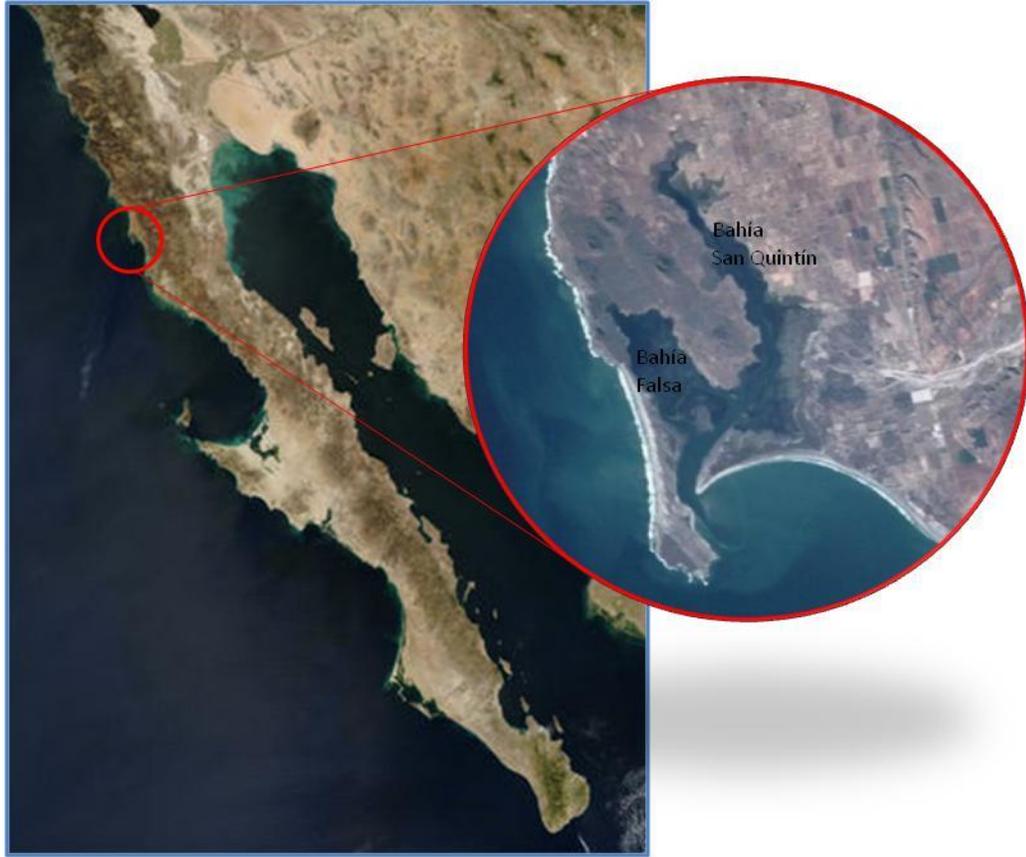


Figura 1 Localización de Bahía de San Quintín.

Los primeros estudios realizados en la BSQ estuvieron relacionados a la sedimentología y biota bentónica, pero al ver la importancia que presenta la laguna sobre el desarrollo de la acuicultura y en especial la actividad ostrícola, se empezaron a dar origen a estudios sobre los nutrientes y fitoplancton (Álvarez-Borrego, 2004). El fitoplancton es importante ya que es fuente de alimento para los organismos filtradores nativos y cultivados, además sirven como índice de la fertilidad de la bahía (Millán-Núñez *et al.*, 2004).

Uno de los primeros estudios realizados en la bahía fue por Lara-Lara y Álvarez-Borrego (1975), donde investigaron el ciclo anual de las clorofilas y producción primaria. Ellos reportaron que el lado oeste de la bahía (Bahía Falsa) presentó la mayor productividad primaria, en tanto que en el lado este (Bahía San Quintín) son abundantes los feopigmentos, indicando una alta productividad secundaria en la zona. Por otra parte, observaron que los factores limitantes de la productividad primaria son la temperatura y la intensidad lumínica, así como los ciclos de marea influyen en las variaciones diurnas de la clorofila.

Lara-Lara *et al.* (1980) generó una serie de tiempo de 18 días con el fin de conocer las variables físicas, químicas y biológicas (nivel del mar, velocidad de la corriente, temperatura, salinidad, oxígeno, fosfato inorgánico, Chl *a*, seston, abundancia fitoplanctónica, carbono particulado, nitrógeno orgánico y productividad primaria) en la boca de BSQ en condiciones de verano. Los autores observaron que la alternancia de los eventos de surgencia es el origen de las variaciones de todas las propiedades analizadas a excepción de la temperatura la cual fue influenciada por las mareas. Asimismo, encontraron que las bacilariofitas fueron el grupo más abundante y que los valores de productividad primaria fueron altos en la superficie en los periodos de relajación de la surgencia.

Posteriormente, Millán-Núñez *et al.* (1982) describieron las variabilidades espacio-temporales de los parámetros físicos, químicos y biológicos anteriormente mencionados para

los meses de junio-julio en la zona de la boca y los brazos internos de la bahía (Bahía San Quintín y Bahía Falsa). Observaron que la alternancia de los eventos de surgencia y los ciclos de las mareas vivas y muertas son factores determinantes para la variabilidad espacio-temporal dentro de esta. La concentración de Chl *a* disminuyó de la boca hacia el interior de la bahía. Las bacilariofitas dominaron la comunidad fitoplanctónica en la boca, en especial en el inicio del periodo de surgencia, seguida de una sucesión de dinofitas hacia el final de la misma. En los extremos internos de la bahía se presenta la menor abundancia fitoplanctónica, productividad y concentración de clorofila, pero un alto contenido de clorofila por célula.

Con el fin de conocer la dinámica de nutrientes y el fitoplancton en la BSQ, Álvarez-Borrego (2004) realizó una revisión de los datos existentes con un espectro temporal más amplio que las contribuciones realizadas individualmente, tomando en cuenta las variaciones interanuales debidas a los eventos de El Niño y La Niña y a las interdecadales producidas por los regímenes fríos y calientes del Pacífico Norte. El autor concluyó que existen eventos de intensificación de surgencia con una alta productividad fitoplanctónica en la boca, donde las surgencias son la causa principal de variabilidad de todas las propiedades físicas y químicas, con excepción de la temperatura que es afectada principalmente por las mareas del oleaje semidiurnas.

Aveytua-Alcázar (2008) aplicó un modelo acoplado físico-biogeoquímico para simular la dinámica de BSQ en una estación cercana a la boca, con la finalidad de entender como los factores físicos y biogeoquímicos controlan la concentración de nutrientes. La autora observó que al tener en cuenta los florecimientos de tres grupos fitoplanctónicos (bacilariofitas, flagelados y nanoplancton) estos aparecen con particular intensidad en los meses de mayo y junio. Conjuntamente reporta que los máximos de biomasa de flagelados fueron de 180 - 220 mg C m⁻³ y de nanoplacton de 150 - 200 mg C m⁻³. Por otro lado, al analizar las variaciones físicas y químicas en las zonas de surgencias observó que estas influyen en la composición y

sucesión fitoplanctónica, donde las células de tamaño grande como las bacilariofitas son más efectivas que las clases de menor tamaño en utilizar los nutrientes recién surgidos por la surgencia. Por tanto el modelo indicó una sucesión fitoplanctónica en donde ocurren primero los florecimientos de las bacilariofitas y después los flagelados seguidos del nanoplancton.

Desde los primeros estudios en la BSQ se ha usado el microscopio invertido para determinar la estructura fitoplanctónica, iniciando con los trabajos de Lara-Lara y Álvarez-Borrego (1975), Lara-Lara *et al.* (1980) y Millán-Núñez *et al.* (1982). Sin embargo, esta técnica ha subestimado la abundancia del nanofitoplancton, por tanto en los últimos años se ha utilizado la taxonomía química del fitoplancton por medio del uso del HPLC. Millán-Núñez *et al.* (2004) generaron una serie de tiempo de 24 horas donde realizaron una caracterización de la comunidad fitoplanctónica de BSQ mediante el análisis de pigmentos por HPLC y el programa de taxonomía química CHEMTAX. Los autores encontraron que las criptofitas, cianobacterias, bacilariofitas y clorofitas fueron las más abundantes y observaron que los pigmentos tuvieron concentraciones mayores en la zona de la boca, con disminución hacia los extremos internos. Adicionalmente, reportaron por primera vez la presencia del pigmento divinil Chl *a*, lo que sugiere la presencia de *Prochlorococcus* sp., grupo tradicionalmente asociado a zonas oligotróficas (Partensky, 1999).

Para la época de mayo-junio del 2004, Moreno-Miranda (2007) reportó a las criptofitas, bacilariofitas y dinofitas como los grupos más abundantes dentro del sistema contribuyendo en un alto porcentaje a la Chl *a*T. Las criptofitas dominaron en abundancia en todas las estaciones muestreadas, mientras que las bacilariofitas y dinofitas disminuyeron de la boca hacia el interior del sistema. A su vez, la autora también estudió la variación del coeficiente de absorción de luz del fitoplancton y observó una fuerte variabilidad entre las estaciones de muestreo, en tanto, el $a^*_{ph}(\lambda)$ presentó valores entre los 0.021 a 0.040 $m^2 (mg\ Chl\ a\ T)^{-1}$, donde los valores bajos de $a^*_{ph}(\lambda)$ se relacionan a valores altos de biomasa fitoplanctónica y de contenido de Chl *a*.

Frías-Velasco (2008) estudió la variación temporal y espacial del fitoplancton presente en la Bahía de San Quintín en el año 2005 durante un periodo de surgencias (mayo-junio), cubriendo además un ciclo de mareas completo. El autor identificó tres escenarios basados en las mareas. El primero, marea viva, el cual se caracterizó por un incremento en la Chl *a* en pleamar y un afloramiento de la bacilariofita *Nitzchia* spp. frente a la boca de la laguna. En cuanto a la variación en la temperatura los máximos valores se presentaron en la bajamar los cuales se asociaron a la resuspensión del fitoplancton bentónico y los mínimos en la pleamar, durante la entrada de agua oceánica. En el escenario dos, marea muerta, las abundancias de bacilariofitas en la zona contigua a la boca se redujeron considerablemente, sin embargo se dieron las mayores concentraciones de Chl *a*. Finalmente, en el escenario tres, marea en transición a viva, prevalecieron condiciones de alta turbulencia en donde se presentaron los mínimos de Chl *a* dentro de la bahía y la temperatura mínima afuera de la bahía, donde comenzaron a ser muy abundantes las dinofitas. Adicionalmente, observo que los grupos más abundantes relacionados con los pigmentos estimados mediante el HPLC fueron las clorofitas, bacilariofitas y criptofitas, aunque también se evidenció la presencia de crisofitas, prymnesiofitas, cianobacterias y proclorofitas.

2. HIPOTESIS

La Bahía de San Quintín es un cuerpo costero que está influenciado principalmente por el ciclo de mareas y durante la época de verano se presentan con mayor intensidad los eventos de surgencias. En este periodo el agua que ingresa a la bahía es de menor temperatura, mayor salinidad y nutrientes y lleva a un incremento en la biomasa fitoplanctónica. Durante otoño (octubre) existe un debilitamiento del esfuerzo del viento y de los eventos de surgencias, las características del agua son de presentar mayor temperatura y menor salinidad, por lo que se esperaría una disminución en la biomasa fitoplanctónica y cambios en la estructura de la comunidad fitoplanctónica.

3. OBJETIVOS

3.1. Objetivo general

Caracterizar la variación espacial y temporal de la comunidad fitoplanctónica en Bahía San Quintín para la época de otoño, octubre del 2004.

3.2. Objetivos específicos

- Determinar la abundancia espacial y temporal del fitoplancton en la Bahía de San Quintín.
- Determinar la biomasa carbónica espacial y temporal del fitoplancton en la Bahía de San Quintín.
- Caracterizar la concentración de pigmentos del fitoplancton presentes en la Bahía de San Quintín.
- Estimar los principales grupos fitoplanctónicos presentes en la Bahía de San Quintín mediante taxonomía química.
- Estimar la variabilidad espacial y temporal del coeficiente específico de absorción del fitoplancton [$a_{ph}^*(\lambda)$].

4. METODOLOGÍA

4.1. Muestreo

Para caracterizar la comunidad fitoplanctónica en BSQ, durante el 7 al 16 de octubre del 2004, se realizaron dos tipos de muestreo: uno espacial, en el cual se muestreó durante la pleamar del día en una red de 15 estaciones, las cuales se dividieron en tres zonas: zona A océano-base de la boca, zona B brazo este de la bahía (Bahía San Quintín) y zona C brazo oeste de la bahía (Bahía Falsa). El segundo muestreo fue de una serie de tiempo en la estación 26 ubicada en el canal principal oeste de Bahía Falsa (Fig. 2). Para este último, se tomaron muestras cada dos horas a partir de las 8:00 hasta las 18:00 durante todo el muestreo.

En la estación 26 se ancló a un flotador un CTD (Ocean Sensors OS200) equipado con fluorómetro (Chelsea Aquatrak III) para tomar los datos de temperatura, presión, conductividad y fluorescencia durante todo el periodo de muestreo. El equipo se mantuvo entre 0.7 a 1 m de profundidad, los datos fueron capturados con una frecuencia de medición de 5 seg.

Para la cuantificación e identificación del fitoplancton de las estaciones se colectaron 250 ml de agua de mar superficial en botellas oscuras Nalgene de alta densidad. A cada una de las muestras se le agregó solución de lugol neutro con base de acetato de sodio en una razón de 1:100, con el fin de preservar las estructuras de las células fitoplanctónicas en especial los flagelos de los flagelados, y además ayudara a aumentar el peso específico de las células lo que facilitara la sedimentación para su posterior identificación en el laboratorio.

Para el análisis de pigmentos se filtraron 600 ml de agua de mar en filtros GF/F de 25 mm. Los filtros fueron doblados y cubiertos con papel aluminio. Las muestras fueron almacenadas en nitrógeno líquido para su posterior análisis en laboratorio.

Para la estimación del coeficiente absorción de la luz por el fitoplancton se filtraron de 600 ml de agua de mar superficial en filtros GF/F de 25 mm de diámetro, los cuales fueron colocados en cápsulas Histoprep y almacenadas en nitrógeno líquido para su posterior análisis en laboratorio.



Figura 2 Localización de las zonas de muestreo: zona océano-boca (zona A), zona de Bahía San Quintín (zona B) y zona de Bahía Falsa (zona C). El círculo indica la estación 26 donde se tomaron los datos para la serie de tiempo.

4.2. Análisis de muestras

4.2.1. Estructura de la comunidad fitoplanctónica

Para la identificación y abundancia de la comunidad fitoplanctónica se utilizó la técnica descrita por Utermöhl (1958). El principio de esta técnica consiste en sedimentar una muestra, de tal manera que después de un cierto tiempo se puede asumir que todos los organismos presentes en la muestra se encuentren en la base de vidrio de la cámara de sedimentación (Edler y Elbrächter, 2010).

La sedimentación se realizó por medio de dos pasos principales: el primero es la homogenización de la muestra de tal forma que es necesario darle vueltas a la botella en forma vertical suave y constantemente, para que las partículas se separen y se resuspendan. El segundo es la preparación de la sub-muestra, por tanto se debe saber con anticipación el volumen apropiado, que depende de la densidad, tamaño de las células y las cantidad de partículas no vivas (detritus) que se encuentren en la muestra (Villafañe y Reid, 1995; Mazziotti y Vadrucci, 2007). Teniendo el precedente de que la abundancia del fitoplancton disminuye de la boca hacia la cabeza de ambos brazos de BSQ y con base a estudios anteriores de Moreno (2007) y Frías (2008), se decidió utilizar para cada una de las muestras tres volúmenes de sedimentación: dos columnas de 25 ml y una columna de 50 ml por un tiempo de sedimentación de 24 horas para cada columna.

Las dos muestras de 25 ml fueron observadas en 2 aumentos: la primera columna a 200x para contar todos los organismos presentes en el fondo de la cámara y la segunda columna a 400x, para las células pequeñas. La muestra de 50 ml fue observada a 100x, para poder observar los organismos menos representativos, es decir los organismos que no se observaron en los conteos anteriores (Santamaría-del Ángel, 1988). Se hicieron observaciones

en todo el campo y la identificación taxonómica se realizó hasta el nivel de género. Para determinar la abundancia e identificaciones de fitoplancton se utilizó un microscopio invertido con contraste de fases marca Carl Zeiss, de acuerdo al método de Utermöhl (1958).

El conteo de los organismos en la cámara de sedimentación se realizó en transectos horizontales, donde se debe tener una gran consideración en las líneas fronterizas para que los organismos no sean recontados, por tanto las células que se encuentran en la línea superior o derecho debe ser contado, mientras que las células en la parte inferior o en la línea izquierda debe ser omitido (Edler y Elbrächter, 2010). Adicionalmente los organismos que se encuentran en cadenas o colonias se contaron individualmente las células.

La abundancia se reportara en número de células por litro, empleando la siguiente ecuación:

$$Abundancia \left(\frac{cel}{litro} \right) = N * \frac{1000}{vol} \quad (\text{Ecuación 5})$$

donde, N es el número de células de un taxón determinado en todo el fondo de la cámara y vol es el volumen sedimentado en ml y 1000 es el factor de conversión a litro.

El contenido de C en las muestras de fitoplancton de los grupos de las bacilariofitas y las dinofitas fue calculado acorde a la regresión descrita por de Strathmann (1967):

$$\log C = -0.422 + 0.758 (\log V) \quad \text{para las bacilariofitas} \quad (\text{Ecuación 6})$$

$$\log C = -0.314 + 0.712 (\log V) \quad \text{para las dinofitas} \quad (\text{Ecuación 7})$$

donde, V es el volumen celular en cada género. Adicionalmente se estimó el antilogaritmo de $\log C$ para poder establecer la cantidad de C en $\mu g C$.

Ya que no se midió el volumen celular de cada unos de los géneros observados, la estimación de la biomasa carbónica se basó en las medidas de volumen celular obtenidas de la

literatura de Olenina *et al.* (2006) (Tabla I). Los autores para la estimación del volumen se basaron en 16 formas geométricas básicas establecidas por Edler (1979).

4.2.2. Pigmentos fotosintéticos

La estimación de concentración de pigmentos se realizó por medio del HPLC propuesto por Wright *et al.* (1991). La extracción de los pigmentos se hizo con acetona al 100%. Los pigmentos fueron separados mediante una columna Spherisorb ODS-2 C18, utilizando un sistema de gradiente de tres solventes, siguiendo la metodología descrita por Bidigare y Trees (2000): (a) 80:20 metanol: 0.5 M acetato de amonio (v/v); (b) 90:10 acetonitrilo: agua (v/v); y (c) acetato de etilo a un flujo de 1 mL min⁻¹.

4.2.3. Quimiotaxonomía: CHEMTAX

La estimación de la contribución por cada grupo de fitoplancton mediante pigmentos se realizó utilizando el programa CHEMTAX (Mackey *et al.*, 1996). Los grupos algales, así como los pigmentos característicos y específicos utilizados en CHEMTAX se presentan en la tabla II.

El CHEMTAX calcula la mejor contribución del grupo algal con base al total de Chl *a* usando la concentración de los pigmentos accesorios estimados mediante el HPLC. Para este fin se utilizaron dos matrices: (1) una matriz que contiene la concentración de todos los pigmentos en las muestras y (2) una matriz que contenga la razón de los pigmentos accesorios-Chl *a* para todos los grupos algales presente en la muestra. El CHEMTAX optimiza la contribución de los diferentes grupos algales al total de Chl *a* con base a la medida de la concentración de pigmentos (matriz 1), usando la matriz de la razón de pigmentos (matriz 2) (Lionard *et al.*, 2008).

La matriz 2 incluye los grupos de algas a estimar, tomando en cuenta los grupos detectados durante el análisis por medio del microscopio y por los resultados anteriores en BSQ (Tabla III). Las razones de los pigmentos accesorios–Chl *a* está basada en reportes anteriores para la BSQ y de otros lugares.

4.2.4. Coeficientes de absorción del fitoplancton [$a_p(\lambda)$]

El $a_p(\lambda)$ se obtuvo por medio de la técnica de filtro cuantitativo (QFT) descrito por Mitchell *et al.* (2000). Para tal fin, se utilizó en un espectrofotómetro Perkin Elmer Lambda 10, equipado con esfera integradora. Para cada muestra se realizó dos barridos entre 400 a 750 nanómetros (nm), con incrementos de 1 nm. En el primer barrido se midieron los coeficientes de absorción del material particulado [$a_p(\lambda)$] y en el segundo los coeficientes de absorción del detritus o material no pigmentado [$a_d(\lambda)$]. Para este último, después de la primera lectura, los filtros con las muestras se colocaron en un sistema de filtración y se les agregó metanol caliente en dos periodos de 15 minutos. Al término de las extracciones se enjuagaron con agua de mar filtrada y seguidamente se realizó la lectura. La diferencia de estos dos coeficientes $a_p(\lambda)$ y $a_d(\lambda)$ (Ecuación 3) dará como resultado el coeficiente de absorción del fitoplancton, $a_{ph}(\lambda)$.

Para calcular $a_{ph}^*(\lambda)$ [$m^2(mgChl a)^{-1}$] se dividió el $a_{ph}(\lambda)$ entre la concentración de Chl *a* *T* obtenida mediante HPLC (Ecuación 4), donde Chl *a* *T* es la suma de las concentraciones de clorofilide *a*, el alomero, el epimero de la Chl *a* y la monovinil y divinil Chl *a* (Trees *et al.*, 2000).

Tabla I Volumen celular (μm^3) de los grupos fitoplanctónicos de las bacilarioditas y dinofitas presentes en BSQ.

Dinofitas								
<i>Pyrophacus</i>	<i>Lingoludinium</i>	<i>Protoperidinium</i>	<i>Ceratium</i>	<i>Gonyaulax</i>	<i>Dinophysis</i>	<i>Scrippsiella</i>	<i>Gymnodinium</i>	<i>Prorocentrum</i>
22250	14130	13130	12000	5878	4946	3391	680	541

Bacilariofitas Penadas								
<i>Mastogloia</i>	<i>Gyrosigma</i>	<i>Diploneis</i>	<i>Pseudo-Nitzschia</i>	<i>Cocconeis</i>	<i>Achnanthes</i>	<i>Navicula</i>	<i>Nitzschia</i>	<i>Fragilaria</i>
2482	2457	793	792	628	420	372	294	214

Bacilariofitas Centrales				
<i>Rhizosolenia</i>	<i>Coscinodiscus</i>	<i>Licmophora</i>	<i>Dytilum</i>	<i>Cyclotella</i>
31400	19233	16325	11250	1722

Tabla II Pigmentos fotosintéticos definidos para cada grupo de algas (modificado Wright y Jeffrey, 2006). Los pigmentos en negrilla son los que se escogieron como pigmento característico de cada grupo, y los que presentan un asterisco (*) son los específicos para ese grupo algal.

Grupo algal	Pigmento
Cianofitas	Chl a, zeaxantina
Proclorofitas	DV Chl a* , Dv Chl b, β , ϵ - carotenos, zeaxantina
Clorofitas	Chl a, Chl b , luteína, neoxantina, violaxantina, zeaxantina
Prasinofitas	Chl a, Chl b, prasincoxantina*
Criptofitas	Chl a, Chl c ₂ , alloxantina*
Bacilariofitas	Chl a, Chl c ₁ , Chl c ₂ , fucoxantina , diadinoxantina
Haptofitas	Chl a, Chl c ₂ , Chl c ₃ , 19'hexanoloxifucoxantina , fucoxantina, diadinoxantina, 19'butanoloxifucoxantina
Dinofitas	Chl a, Chl c ₂ , peridinina* , diadinoxantina

Tabla III Matriz inicial (razones pigmento:Chl a) para el análisis de los pigmentos por medio del CHEMTAX. (Chl c₃: clorofila c₃, Chl c₂: clorofila c₂, Peri: Peridinina, 19'But-Fuco: 19'Butanoloxifucoxantina, Fuco: Fucoxantina, Prasi: Prasincoxantina, Viol: Violaxantina, 19'Hex-Fuco: 19'Hexanoloxifucoxantina, Diado: Diadincoxantina, Alo: Aloxantina, Diat: Diatoxantina, Zea: Zeaxantina, Lut: Luteina, Chl b: Clorofila b, Dv Chl a: Divinil Clorofila a, Chl a: Clorofila a

	Chl c ₃	Chl c ₂	Peri	19'But-Fuco	Fuco	Prasi	Viol	19'Hex-Fuco	Diad	Allo	Diat	Zea	Lut	Chl b	Dv Chl a	Chl a
Bacilariofitas		2.87E-01			4.00E-01				1.26E-01		3.54E-02					1.00E+00
Dinofitas		3.47E-02	1.55E-01						1.14E-01		2.71E-02					1.00E+00
Primesofitas	5.65E-02	1.36E-01		3.58E-03	2.17E-01			2.55E-01			3.19E-02					1.00E+00
Clorofitas												3.47E-03	1.11E-02	2.47E-01		1.00E+00
Criptofitas										1.72E-01						1.00E+00
Prasinofitas						9.27E-02	7.00E-02						4.16E-03	5.00E-01		1.00E+00
Cianofitas												2.83E-01				1.00E+00
Proclorofitas												1.46E-01			1.00E+00	1.00E+00

5. RESULTADOS

5.1. Caracterización de las condiciones hidrográficas

5.1.1. Muestreo espacial

Los datos de temperatura y salinidad fueron obtenidos del 7 al 15 de octubre, donde el intervalo de variación se observa en la figura 3. En la zona A, la temperatura fluctuó entre 16.3 a 18.7 °C y tendió a aumentar de la boca hacia la parte interior de la bahía (Fig. 3a), el promedio fue de 17.2 °C. En la zona B, la temperatura total promedio fue de 20.4 °C y en zona C fue de 19.6 °C. En estas dos zonas, la temperatura tiende a incrementar hacia la parte más interna de cada zona, en donde la variación de temperatura en la zona B fue de 19.2 a 21.3 °C y en la zona C fue de 18.7 a 20.3 °C (Fig. 3a). Ambas zonas presentaron promedios de temperatura alrededor de los 20.4 °C y 20.1 °C, respectivamente.

El promedio de salinidad en la zona A fue de 33.4 ‰ y presenta una variación entre 33.2 a 33.76 ‰ con una tendencia a incrementar hacia el interior (Fig. 3b). En los dos brazos de la bahía, la salinidad aumenta de la base hasta la parte interna del brazo, donde en la zona B vario de 33.76 ‰ a 35.81 ‰ y en la zona C de 33.77 ‰ a 34.11 ‰ en la ZBF (Fig. 3b). Sin embargo, la zona B presenta la mayor salinidad total promedio con 34.78 ‰, en tanto la zona C su valor es de 33.94 ‰.

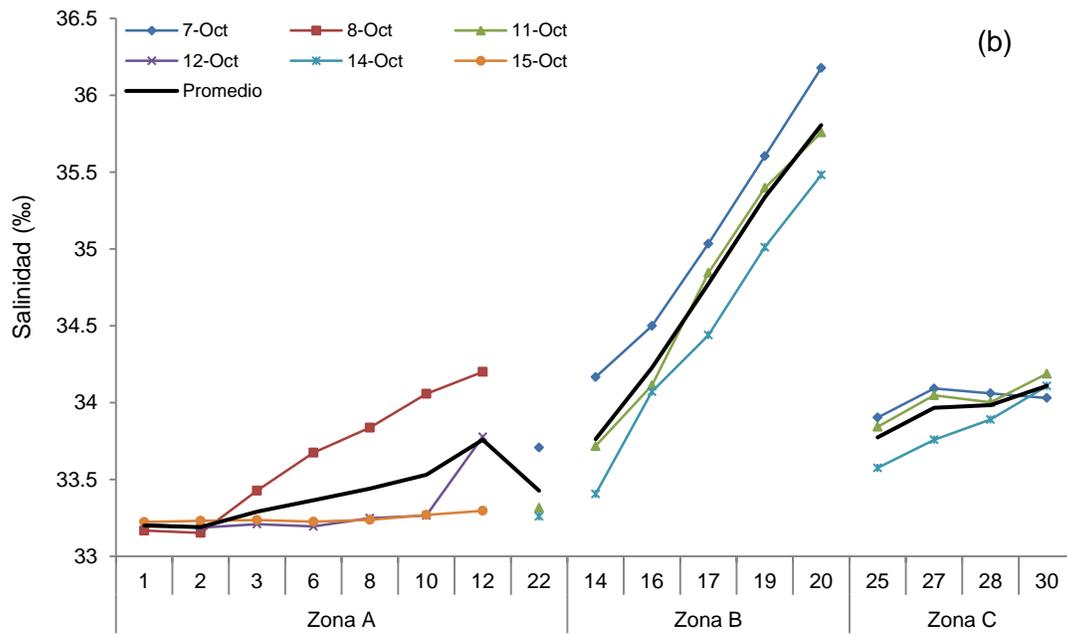
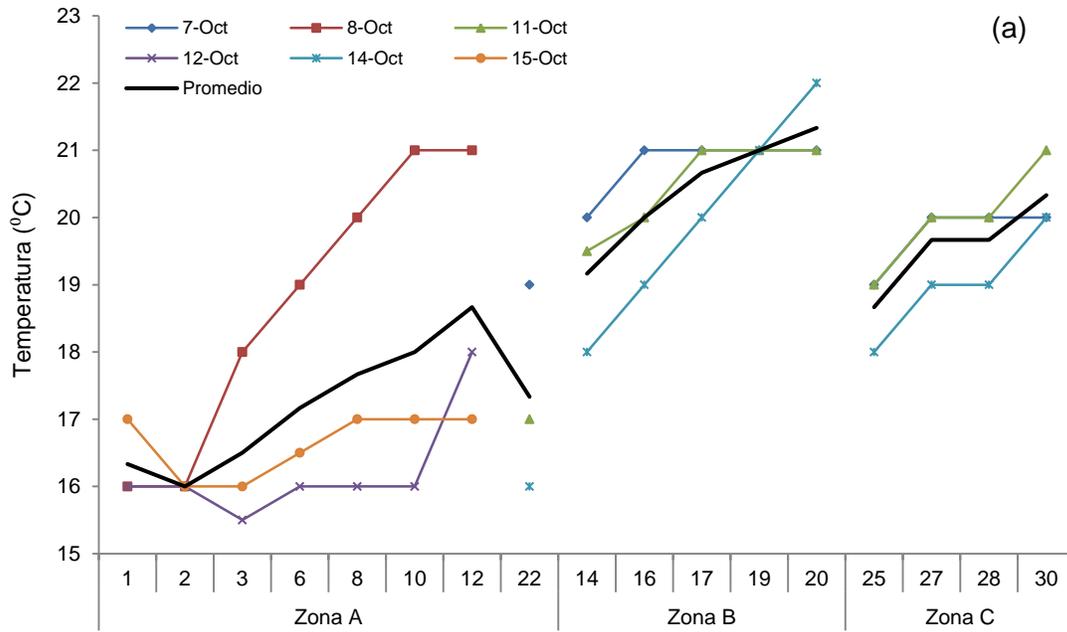


Figura 3 Distribución espacial de la temperatura (°C) y salinidad (‰) en BSQ.

5.1.2. Muestreo de la serie de tiempo

La serie de tiempo inició durante marea muerta con un intervalo de -0.65 a 0.55 m del nivel medio del mar (Fig. 4a), esta comienza a aumentar en la transición de marea entre -0.73 a 0.73 m y terminando los últimos tres días con marea viva con una amplitud de -0.97 a 1.06 m.

La temperatura en la serie de tiempo osciló entre 18.77 a 21.72 °C (Fig. 4b), con promedios durante el periodo de muestreo de 20.42 °C durante marea muerta, de 20.32 °C durante la transición de marea y de 19.83 °C en marea viva. El valor máximo se presentó durante reflujo la cual empieza a disminuir a medida que se presenta marea viva, llegando a su menor valor en flujo. En general, los valores altos de temperatura se presentan durante el reflujo de la marea y presentan una tendencia a decrecer durante mareas vivas. La temperatura promedio durante todo la época de estudio fue de 18.49 °C.

La salinidad presentó el mismo comportamiento de la temperatura, valores bajos en mareas muertas y altos en mareas vivas (Fig. 4c). Los promedios de salinidad durante el muestreo fueron de 33.70 ‰ en marea muerta, de 33.64 ‰ durante transición de marea y de 33.45 ‰ en mareas vivas. La máxima salinidad fue 33.88 ‰ en reflujo y el menor valor de 33.21 ‰ en flujo.

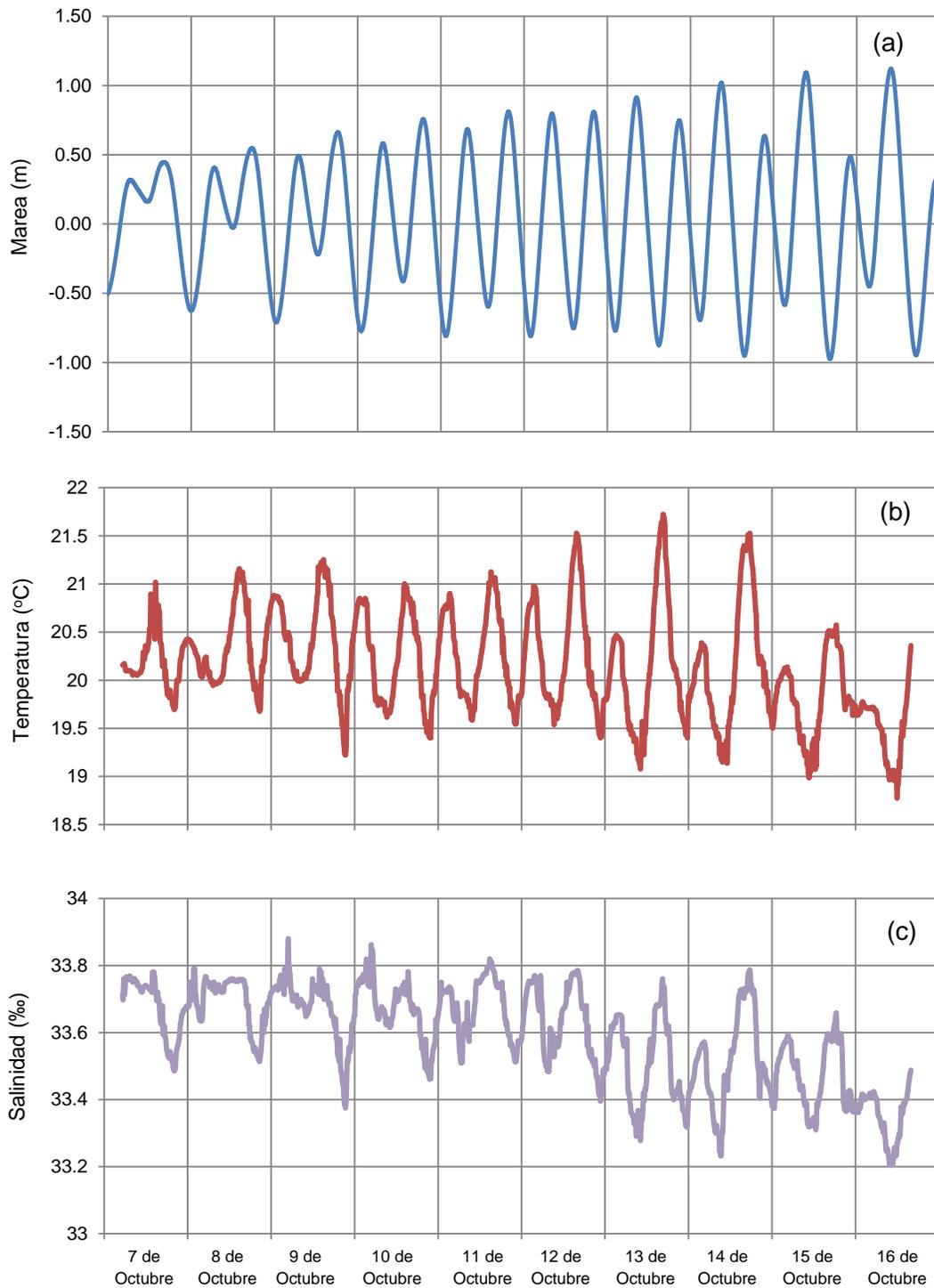


Figura 4 (a) serie de tiempo del nivel de marea (m), (b) temperatura (°C) y (c) salinidad (‰) en la BSQ.

5.2. Estructura de la comunidad fitoplanctónica

5.2.1. Muestreo espacial

En general, la abundancia fitoplanctónica tiende a disminuir hacia los extremos de la bahía, siendo más abundante en la zona A, en especial en la estación 22 con valores hasta de 14000 cel L⁻¹ (Fig. 5). Los grupos fitoplanctónicos más abundantes encontrados en la zona A fueron: bacilariofitas, dinofitas, cianofitas, rafidofitas y prasinofitas (Fig. 5a). El grupo de las dinofitas fueron los más abundantes, seguidas de las cianofitas y las bacilariofitas. Estas dos últimas tuvieron la mayor cantidad de organismos hacia la parte interna de la boca, en tanto las dinofitas predominaron especialmente la estación 2 y 22. Las prasinofitas se distribuyeron en toda la zona con mayor abundancia en la estación 3. El grupo de las rafidofitas se observaron en la estación 22.

En la zona B se encontraron los grupos de bacilariofitas, cianofitas, prasinofitas y dinofitas (Fig. 6b), donde este último fue el más abundante en la zona, seguido de las bacilariofitas y las cianofitas. Las prasinofitas presentaron una tendencia a incrementar hacia la parte interna de la zona B siendo mayores en la estación 20.

La zona C presentó los grupos de las bacilariofitas, cianofitas y dinofitas (Fig. 6c). Las dinofitas fueron las más abundantes y con una tendencia a disminuir hacia la parte más interna de Bahía Falsa, caso contrario sucede con las bacilariofitas las cuales tienden a aumentar.

Las máximas abundancias fueron las dinofitas en la estación 22 y 2 de la zona A con una abundancia de 12100 y 7720 cel L⁻¹, respectivamente. En tanto, las bacilariofitas fueron abundantes en la estación 9 de la zona A con 1260 cel L⁻¹. En las estaciones 10, 12 de la zona A y en la estación 16 de la zona B, el grupo de las cianofitas fueron las más abundantes con 1480, 960 y 780 cel L⁻¹, respectivamente.

Las prasinofitas se encontraron con mayor abundancias en las estaciones 3 de la zona A y 20 de la zona B con 200 cel L⁻¹ cada una; seguida de la estación 12 de la zona A con 180 cel L⁻¹. El grupo de las rafidofitas se presentaron únicamente en la estación 22 de la zona A con 360 cel L⁻¹.

Para la BSQ se identificaron 20 géneros de bacilariofitas, 16 géneros de dinofitas, cuatro géneros de cianofitas, dos géneros de prasinofitas y un género para las rafidofitas (Fig. 7). Entre las dinofitas el género *Ceratium* fue el más abundante en las tres zonas con concentraciones para la zona A de 2202 cel L⁻¹, en la zona C con 1040 cel L⁻¹ y en la zona B con 540 cel L⁻¹ (Fig. 7a), para la zona A le siguen en abundancia los géneros *Prorocentrum* y *Scripsiella* con 528 y 400 cel L⁻¹, respectivamente. Los géneros *Erythrospidium* (200 cel L⁻¹), *Podolampa* (40 cel L⁻¹) y *Pyrophacus* (40 cel L⁻¹) solo se encontraron en la zona A.

En el grupo de las bacilariofitas los géneros *Pseudo-nitzschia* (300 cel L⁻¹), *Fragilaria* (280 cel L⁻¹) y *Rhizosolenia* (203.3 cel L⁻¹) fueron los que se presentaron mayor abundancia (Fig. 7b), en la bahía *Pseudo-nitzschia* y *Fragilaria* fueron las más abundantes en la zona A y *Rhizosolenia* en la zona B. Los géneros de las cianofitas *Trichodesmium* y *Oscillatoria* fueron las más representativas en la zona A con 880 y 520 cel L⁻¹, respectivamente.

Las prasinofitas presentan dos géneros: *Halosphaera* la cual se encontró en la zona A y B con 105 y 100 cel L⁻¹, respectivamente y *Nephroselmis* en la zona A con 55 cel L⁻¹. El grupo de las rafidofitas fue representado por el género *Heterosigma* (360 cel L⁻¹) solo en la zona A (Fig. 7c).

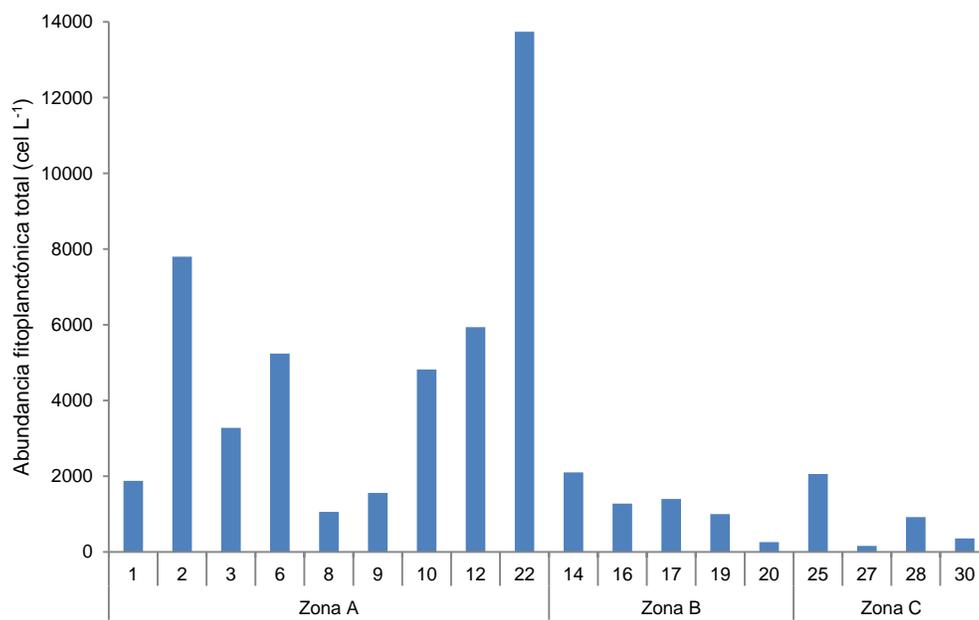


Figura 5 Abundancia fitoplanctónica total (cel L⁻¹) de cada zona de la BSQ.

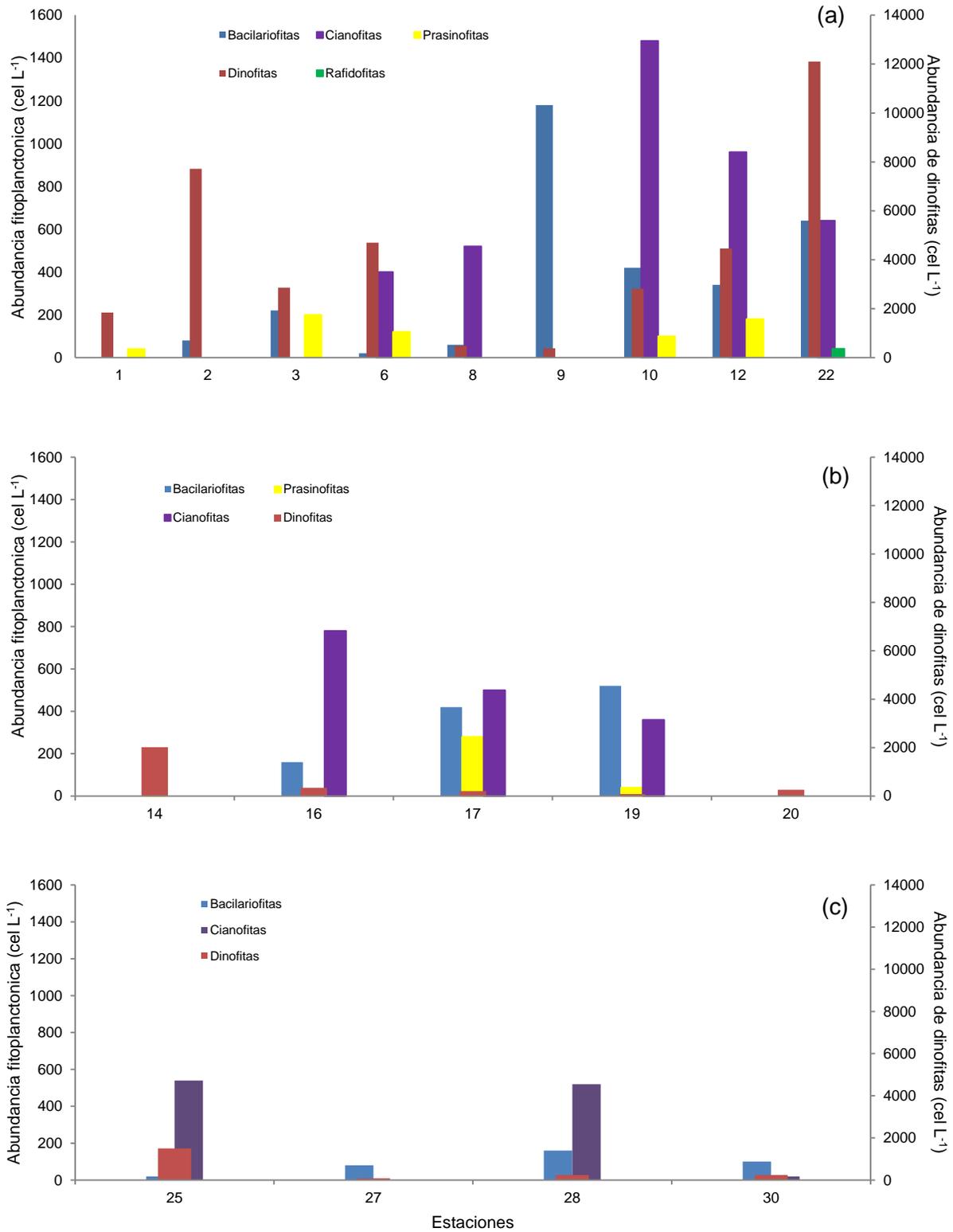


Figura 6 Abundancia total promedio (cel L⁻¹) de los grupos obtenidos mediante microscopio invertido de cada zona de la BSQ. a) zona A, b) zona B y c) zona C. (eje derecho: abundancia promedio de las dinofitas para cada zona).

Para observar el comportamiento de cada uno de los grupos presentes al interior de la bahía en relación al ciclo de marea, agrupamos los muestreos de acuerdo a los tres tipos de marea que se presentaron durante el periodo de estudio (Fig. 8a): muestreo 1: 6, 7 y 8 de octubre, marea muerta; muestreo 2: 11 y 12 de octubre, transición de marea y muestreo 3: 14 y 15 de octubre, marea viva. Las bacilariofitas (Fig. 8b) tienden a disminuir en la zona A a medida que aumenta la marea a excepción de la estación 9 donde este aumenta hasta un 72%, en tanto el porcentaje de abundancia en la zona B es mayor en el muestreo 3 cuando se presenta mareas vivas. En la zona C, las bacilariofitas permanecen constantes durante todo el período de muestreo, siendo más abundantes hacia la parte interna de la zona.

El grupo de las dinofitas (Fig. 9a) presentó la mayor abundancia en la zona A donde tienden a disminuir en mareas vivas a excepción de las estaciones 1, 2 y 12 donde el porcentaje es alto. En la zona B, los dinofitas tienden a ser menores en transición de marea, en tanto, en la zona C donde el porcentaje de abundancia tiende a ser más alto en mareas vivas.

Las cianofitas (Fig. 9b) presentaron la mayor abundancia hacia la parte interna de la zona A durante mareas vivas. En las zonas B y C la abundancia permaneció constante en marea muerta y mareas vivas, siendo menores en transición de marea. El grupo de las prasinofitas se presentaron en la zona A (estaciones 2, 3 y 6) y en la zona B (estación 19) con las mayores abundancias en la transición de marea, en tanto las rafidofitas, se presentaron en mareas muertas en la estación 22 de la zona A.

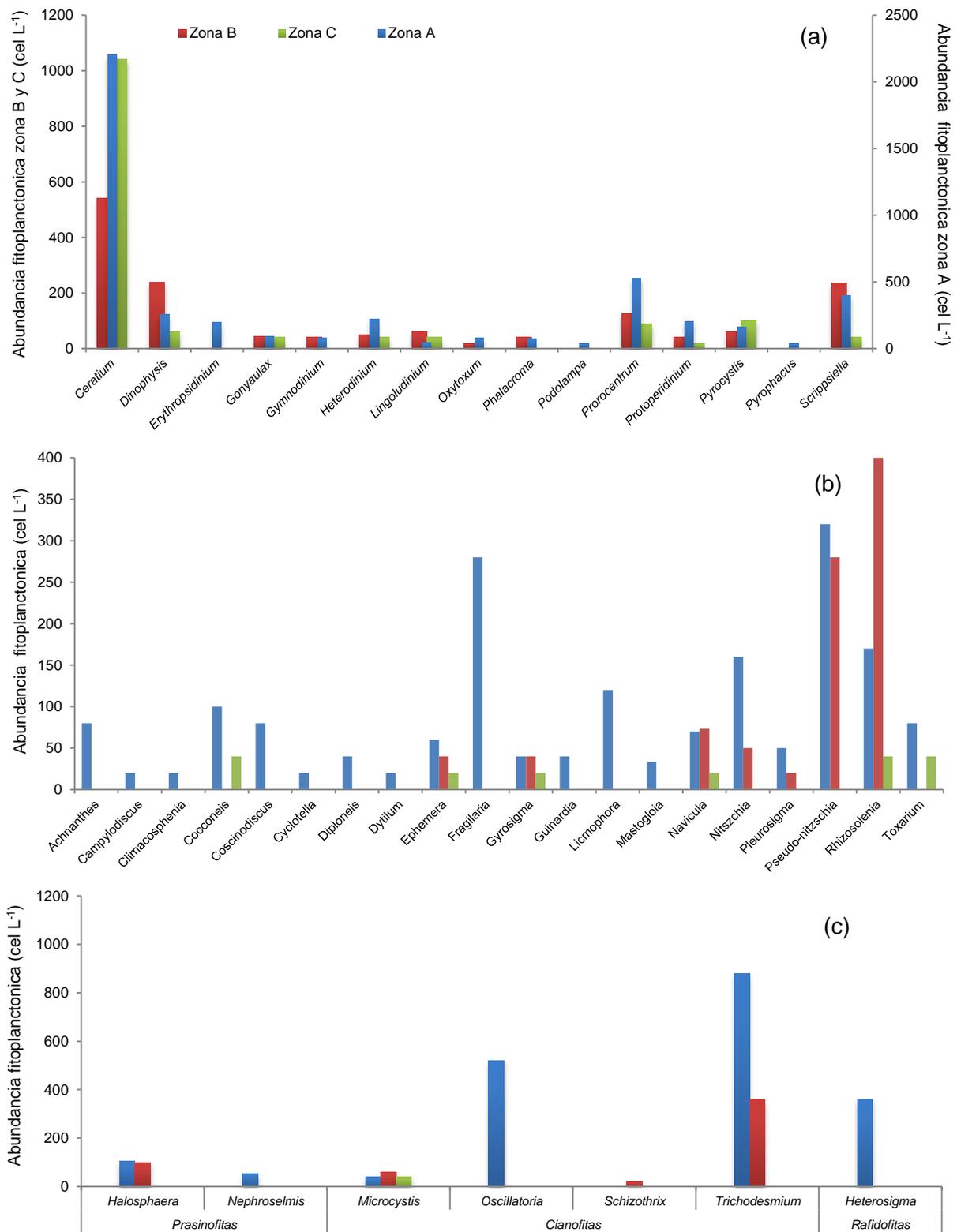


Figura 7. Abundancia fitoplanctónica promedio (cel L⁻¹) obtenidos mediante microscópio invertido de cada género de los grupos presentes en las tres zonas de la BSQ. a) géneros del grupo de las dinofitas (eje derecho se presenta la abundancias de la zona A) b) géneros del grupo de las bacilariofitas y c) géneros del grupo de las prasinofitas, cianofitas y rafidofitas.

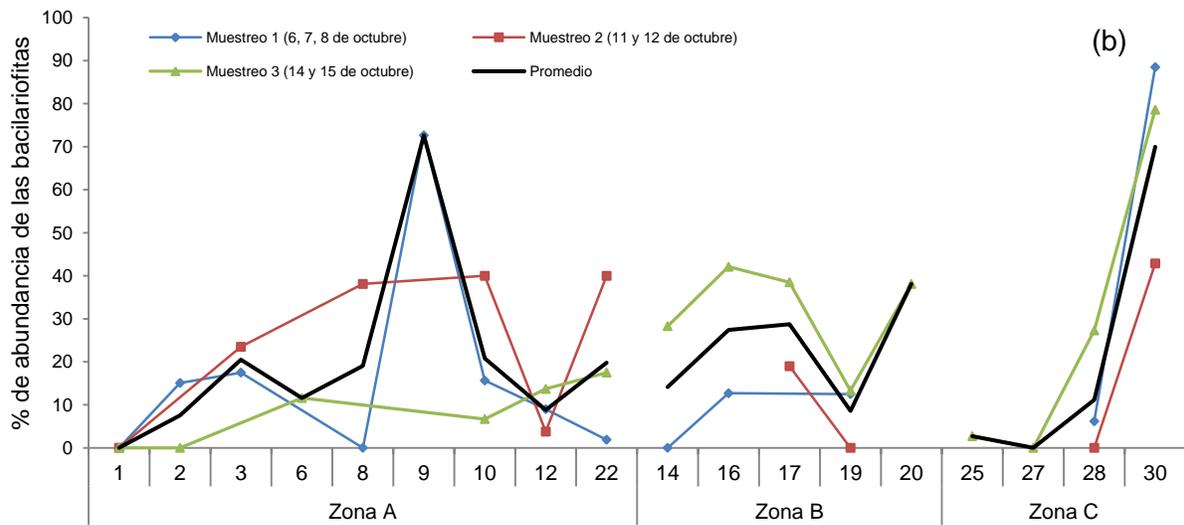


Figura 8 Porcentaje de la abundancia fitoplanctónica (%) de cada uno de los grupos presentes en las tres zonas de la BSQ. a) ciclo de marea y b) bacilariofitas.

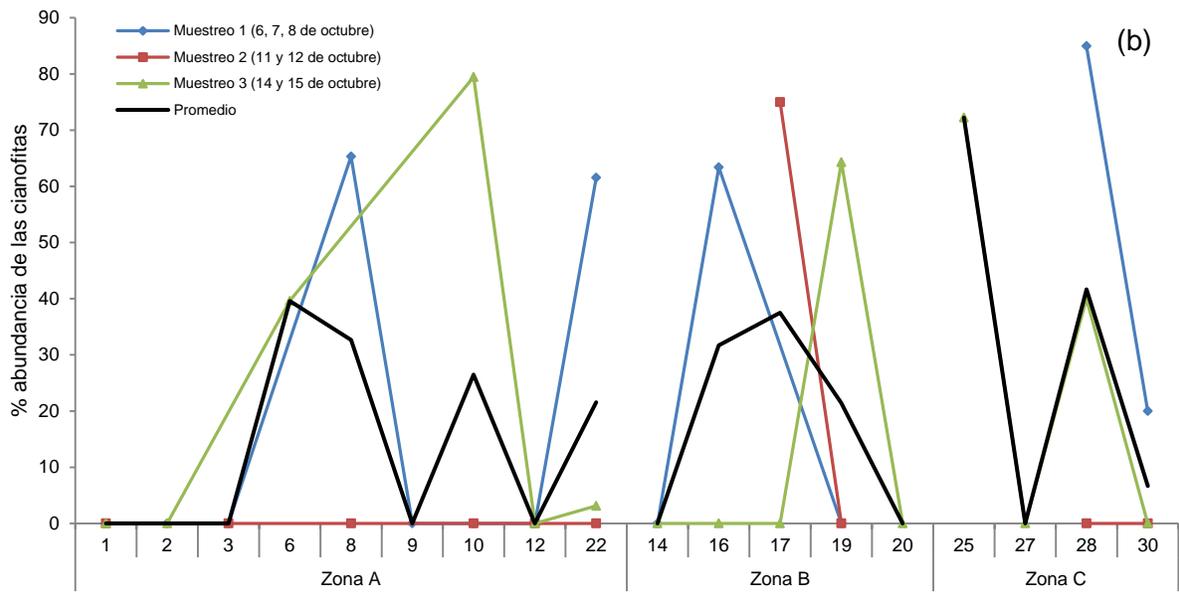
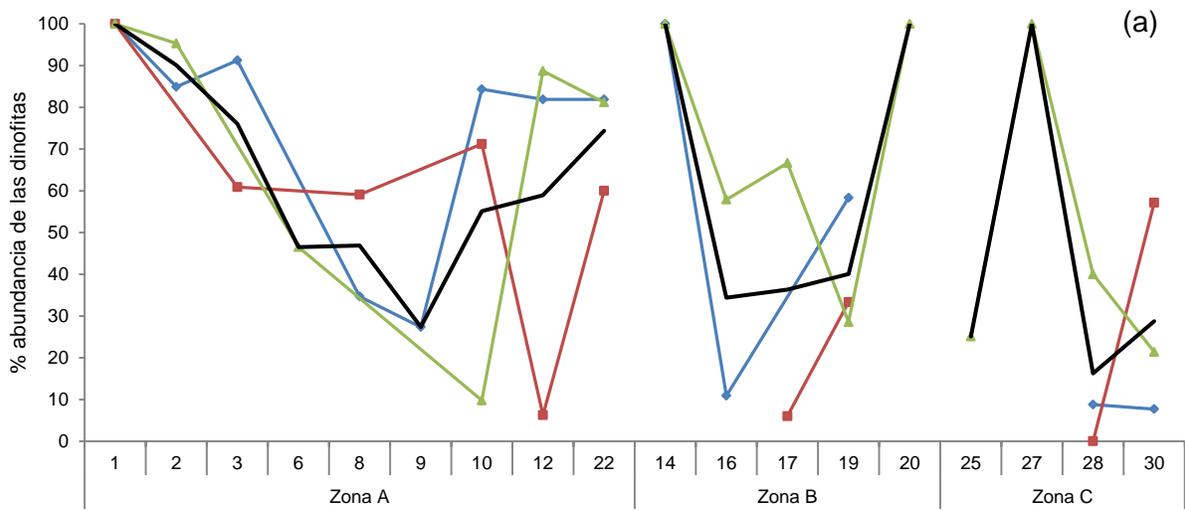


Figura 9 Porcentaje de la abundancia fitoplanctónica (%) de cada uno de los grupos presentes en las tres zonas de la BSQ. a) dinofitas y b) cianofitas.

La biomasa carbónica, dentro del grupo de las dinofitas, el género *Ceratium* presenta la mayor cantidad del C total dentro del grupo, seguido del género *Scrippsiella* y *Protoperdinium* (Tabla IV). Adicionalmente *Ceratium* presentan la mayor cantidad de C en las tres zonas. El género *Pyrophacus* a pesar de que tiene el más alto biovolumen, presenta la menor cantidad de C.

En el grupo de las bacilariofitas centricas el género *Rhizosolenia* presenta la más alta cantidad de biomasa carbónica en toda la bahía, así como en cada una de las zonas (Tabla IV). El género *Pseudo-nitzschia*, presenta la mayor concentración de C en el grupo de las bacilariofitas penadas, así como en la zona A y B. En la zona C, *Cocconeis* tiene la más alta cantidad de C.

Tabla III Biomasa carbónica ($\mu\text{g C}$) de los géneros de las dinofitas y bacilariofitas presentes en la BSQ con base a las ecuaciones propuestas por Strathmann (1967).

		Total	Zona A	Zona B	Zona C
Dinofitas	<i>Ceratium</i>	5.528	4.994	0.272	0.262
	<i>Scrippsiella</i>	0.461	0.328	0.121	0.012
	<i>Protoperdinium</i>	0.403	0.387	0.011	0.005
	<i>Dinophysis</i>	0.324	0.276	0.032	0.016
	<i>Prorocentrum</i>	0.153	0.132	0.011	0.01
	<i>Gonyaulax</i>	0.136	0.097	0.027	0.012
	<i>Lingoludinium</i>	0.091	0.062	0.017	0.011
	<i>Pyrophacus</i>	0.016	0.016	-	-
	<i>Gymnodinium</i>	0.007	0.005	0.001	-
Bacilariofitas Penadas	<i>Pseudo-nitzschia</i>	0.061	0.043	0.019	-
	<i>Cocconeis</i>	0.032	0.028	-	0.004
	<i>Navicula</i>	0.02	0.011	0.008	0.002
	<i>Mastogloia</i>	0.016	0.016	-	-
	<i>Gyrosigma</i>	0.016	0.006	0.006	0.003
	<i>Nitzschia</i>	0.008	0.005	0.003	-
	<i>Fragilaria</i>	0.007	0.007	-	-
	<i>Diploneis</i>	0.005	0.005	-	-
	<i>Achnanthes</i>	0.003	0.003	-	-
Bacilariofitas Centrales	<i>Rhizosolenia</i>	0.843	0.368	0.433	0.043
	<i>Licmophora</i>	0.079	0.079	-	-
	<i>Coscinodiscus</i>	0.06	0.06	-	-
	<i>Dytilum</i>	0.01	0.01	-	-
	<i>Cyclotella</i>	0.002	0.002	-	-
Total	8.281	6.94	0.961	0.38	

5.2.2. Muestreo de la serie de tiempo

La abundancia fitoplanctónica total en la serie de tiempo presenta una variación heterogénea en forma de parches con valores hasta de 10000 cel L⁻¹, además, no presenta una tendencia con la marea viva o muerta, sin embargo los valores más altos de abundancia se dieron durante el reflujó de marea (Fig. 10). Las mayores abundancias fitoplanctónicas en la serie de tiempo fueron de las cianofitas (Fig. 11a) seguida de los dinofitas y bacilariofitas (Fig. 11b). Las cianofitas presentaron su mayor abundancia hasta los 9600 cel L⁻¹, estas no presentan un patrón con mareas vivas o muertas, sin embargo las más altas abundancias se dieron durante el término del reflujó e inicio del flujo de la marea. Los dinofitas muestran la mayor abundancia (1320 cel L⁻¹) durante la transición de marea, con un aumento de estos organismos durante el flujo de marea (Fig 11b). Dentro de este grupo los géneros *Scrippsiella* y *Ceratium* fueron los más abundantes con un promedio de 239 y 169 cel L⁻¹, respectivamente (Fig.12a).

La abundancia de las bacilariofitas se muestran con poca variación, a excepción de algunos máximos cuando se presenta el reflujó en el ciclo de marea, sin embargo, su mayor abundancia fue de 2140 cel L⁻¹ durante en el periodo de transición de marea (Fig 11b). Entre las bacilariofitas se destacan los géneros *Fragilariopsis* (273 cel L⁻¹) y *Nitzschia* (110 cel L⁻¹) (Fig. 12b). El grupo de las prasinofitas presentó poca variación durante la serie de tiempo con mayores abundancias hasta de 240 cel L⁻¹ (Fig. 11b). Durante el reflujó mostró dos géneros *Halosphaera* (63 cel L⁻¹) y *Nephroselmis* (40 cel L⁻¹) (Fig. 12c). Las rafdofitas se observaron en el periodo de reflujó al inicio del muestreo (280 cel L⁻¹) y al final de la marea viva (200 cel L⁻¹), el género *Heterosigma* fue el único que se identificó con una abundancia promedio de 240 cel L⁻¹ (Fig. 11b y 12c).

La biomasa carbónica, del grupo de las dinofitas fue mayor en el género *Ceratium* durante mareas vivas, seguida de *Scrippsiella* en mareas muertas (Tabla V). En las

bacilariofitas en el grupo de las penadas, el género *Nitzschia* presentó la más alta cantidad de biomasa carbónica durante mareas muertas.

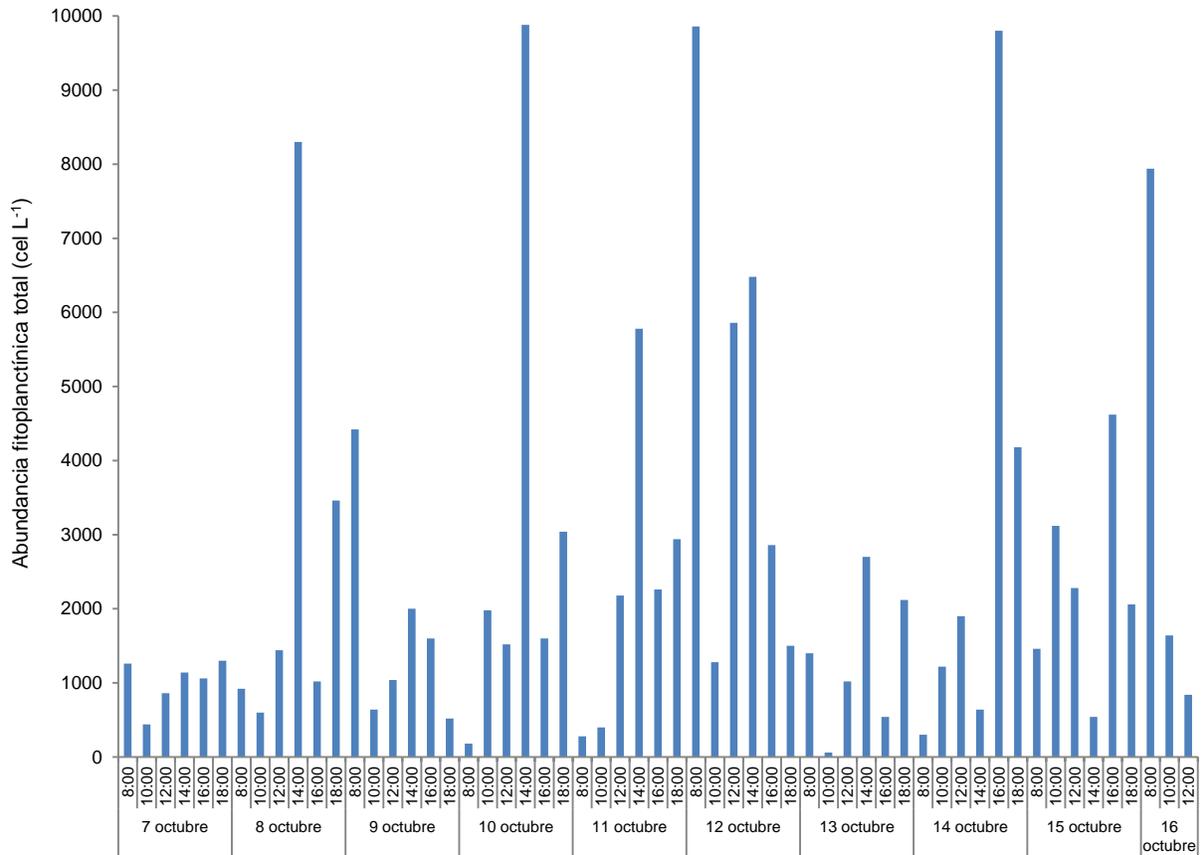


Figura 10 Abundancia fitoplanctónica total (cel L⁻¹) durante la serie de tiempo en la BSQ.

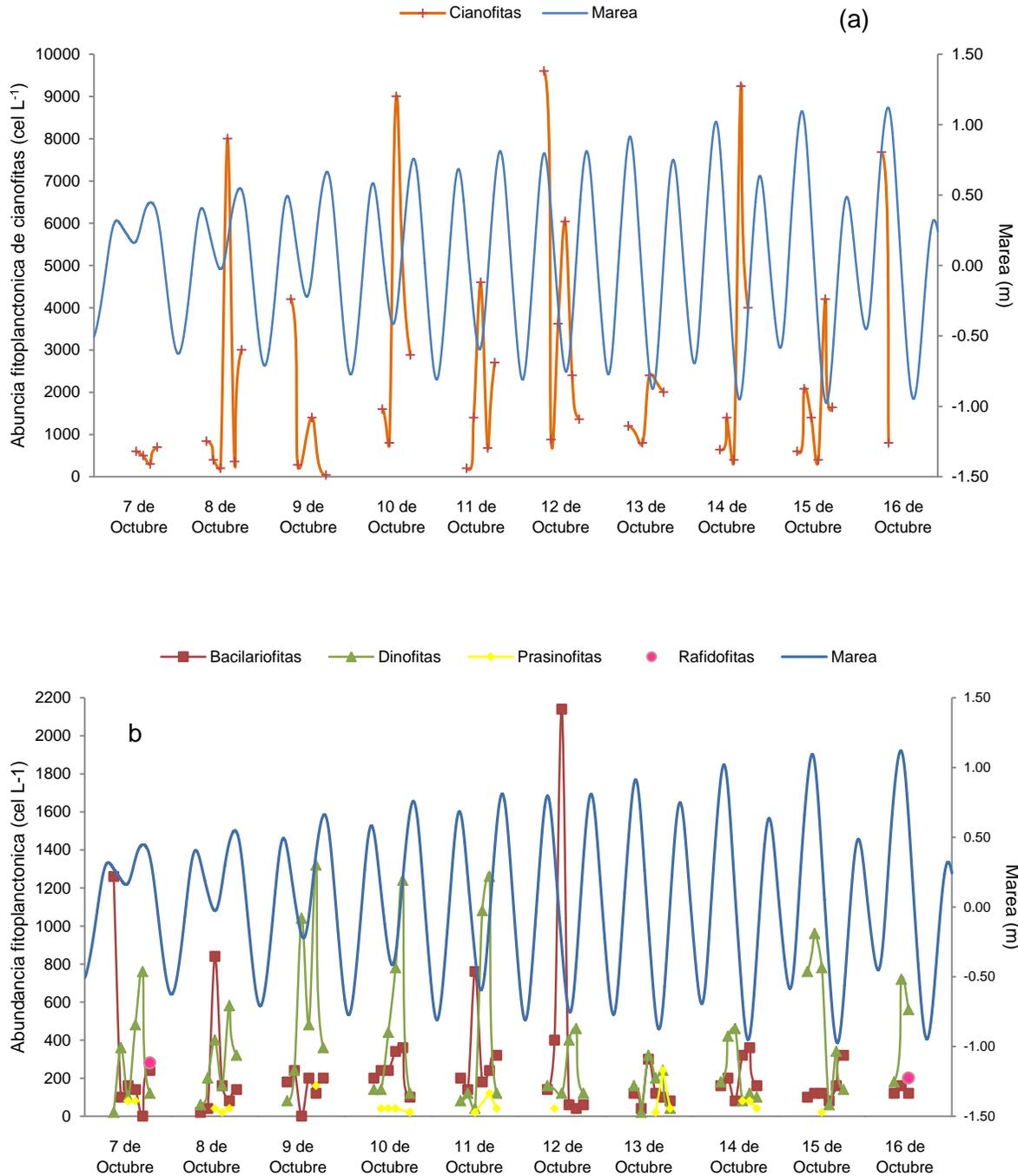


Figura 11 Abundancia fitoplanctónica promedio (cel L⁻¹) de los grupos obtenidos mediante microscópio invertido de la serie de tiempo en la estación 26 de la BSQ. a) grupo de las cianofitas y b) grupos dinofitas, bacilariofitas, prasinofitas, rafidofitas. (eje secundario: ciclo de marea).

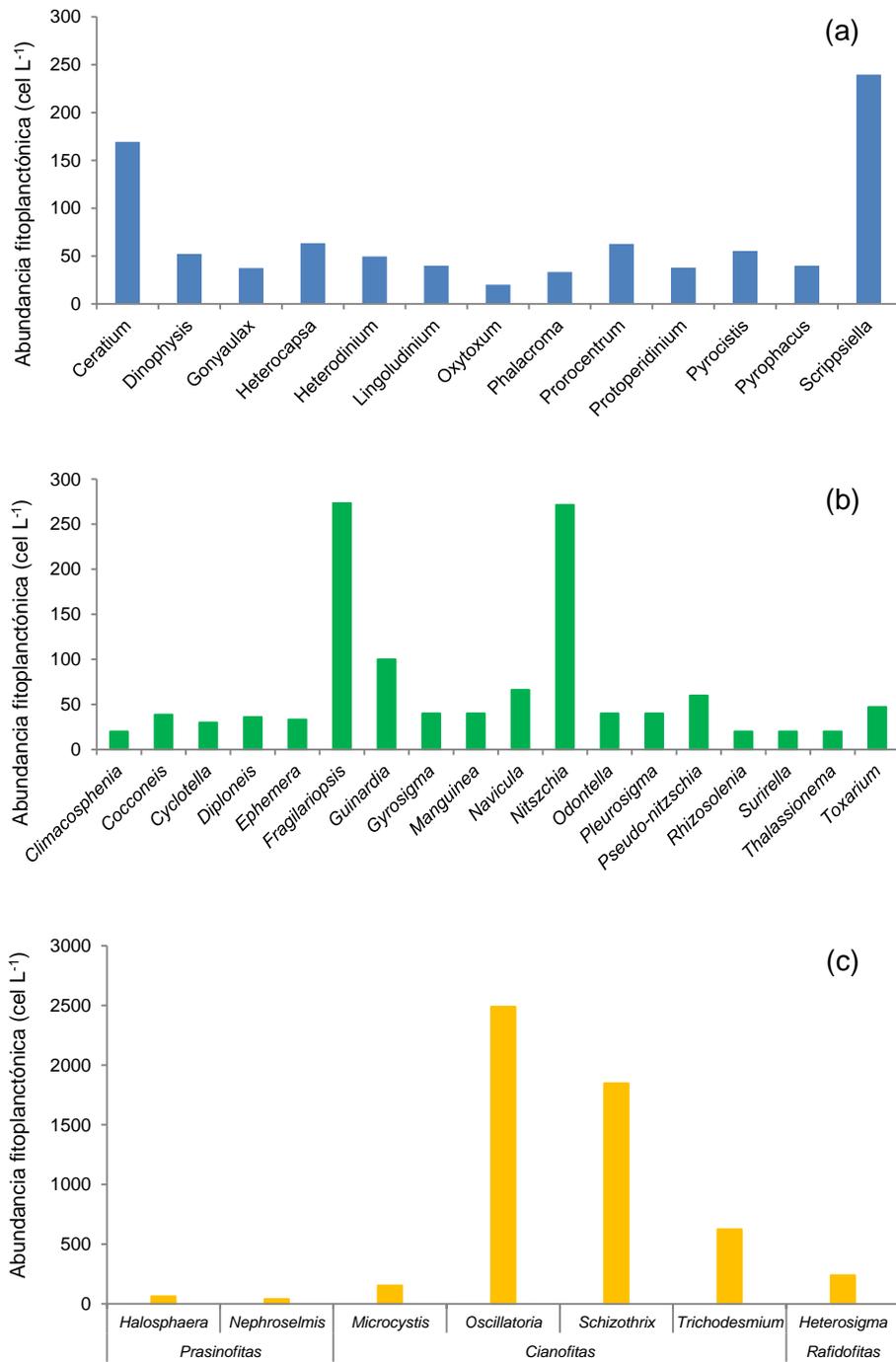


Figura 12 Abundancia fitoplanctónica promedio (cel L⁻¹) obtenidos mediante microscopio invertido de cada género de los grupos presentes en la serie de tiempo de la BSQ. a) géneros del grupo de las dinofitas b) géneros del grupo de las bacilariofitas y c) géneros del grupo de las prasinofitas, cianofitas y rafidofitas.

Tabla V Biomasa carbónica ($\mu\text{g C}$) de la serie de tiempo de los grupos fitoplanctónicos presentes en BSQ: dinofitas y las bacilariofitas céntricas (*) y penadas (-) con base a las ecuaciones propuestas por Strathmann (1967).

		Días										Total
		7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	
Dinofitas	<i>Ceratium</i>	0.010	-	-	-	-	-	0.005	0.066	0.358	0.202	0.641
	<i>Dinophysis</i>	0.011	-	-	-	-	0.003	-	0.016	0.043	0.019	0.092
	<i>Gonyaulax</i>	-	0.006	0.006	0.006	-	-	0.006	0.018	0.003	-	0.045
	<i>Lingoludinium</i>	-	-	-	0.023	0.006	-	-	0.011	0.017	-	0.057
	<i>Prorocentrum</i>	0.012	0.007	0.004	0.007	0.004	0.002	0.003	0.005	0.015	0.004	0.063
	<i>Protoperdinium</i>	-	-	-	0.038	0.005	-	-	0.027	0.032	-	0.102
	<i>Pyrophacus</i>	-	-	-	-	0.016	-	-	-	-	-	0.016
	<i>Scrippsiella</i>	0.094	0.123	0.320	0.221	0.240	0.102	0.057	0.037	0.045	0.012	1.251
Bacilariofitas	<i>Cocconeis (-)</i>	0.002	-	0.004	-	0.009	0.001	0.004	0.002	0.009	0.002	0.033
	<i>Diploneis (-)</i>	0.008	-	-	-	0.003	-	-	0.001	-	-	0.012
	<i>Gyrosigma (-)</i>	-	-	-	-	-	-	-	0.006	-	-	0.006
	<i>Navicula (-)</i>	0.01	0.004	0.009	0.013	0.012	0.004	0.003	0.01	0.005	0.001	0.071
	<i>Nitzschia</i>	0.003	0.026	0.004	0.004	0.011	0.008	-	0.001	0.003	0.006	0.066
	<i>Pseudo-Nitzschia (-)</i>	-	-	0.004	-	-	-	-	-	-	-	0.004
	<i>Rhizosolenia (*)</i>	-	-	-	-	-	-	-	0.022	-	-	0.022
Total		0.15	0.166	0.351	0.312	0.306	0.12	0.078	0.222	0.53	0.246	2.481

5.3. Pigmentos fotosintéticos

5.3.1. Muestreo espacial

5.3.1.1. Concentración de clorofila *a* Total

La tendencia de variación de la distribución espacial de la ChlaT hacia el interior depende del estado de marea (Fig. 13). La ChlaT en transición a mareas vivas tiene una tendencia a aumentar hacia el interior de la bahía alcanzando valores hasta de $4.3 \mu\text{g L}^{-1}$. La concentración en la zona A empieza a disminuir cuando se presenta mareas vivas. Para la zona B y la zona C la ChlaT tiende a ser alta hacia la parte interna de cada uno de los brazos, sin embargo, en la zona B la ChlaT disminuye en mareas vivas y en la zona C se presenta constante. La concentración máxima en la zona B es de $3.90 \mu\text{g L}^{-1}$ y en la zona C de $2.67 \mu\text{g L}^{-1}$.

5.3.1.2. Concentración de pigmentos y carotenoides

La fucoxantina en la zona A fue mayor en la parte externa de la bahía, la cual tiende a disminuir hacia las estaciones internas de la zona, con los valores más altos en las estaciones 2 ($0.57 \mu\text{g L}^{-1}$) y la estación 22 ($0.48 \mu\text{g L}^{-1}$) cuando se presenta marea muerta, sin embargo, la concentración del pigmento tendió a disminuir a medida que hay marea viva (Fig. 14a). En la zona B la fucoxantina tiende a aumentar hacia la parte interna del brazo y durante mareas vivas, con la mayor concentración en la estación 20 con $0.71 \mu\text{g L}^{-1}$. Para la zona C la concentración de fucoxantina presentó poca variación durante el periodo de muestreo.

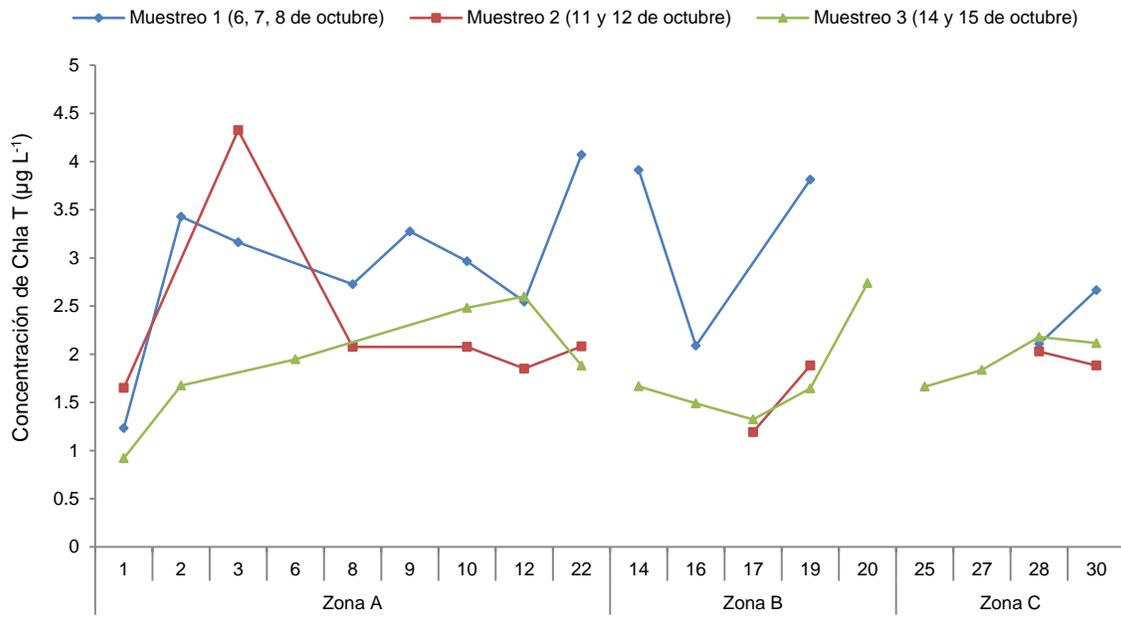


Figura 13 Concentración espacial de Chla T ($\mu\text{g L}^{-1}$) en la BSQ. Los muestreos se dieron de acuerdo al tipo de marea que se presentó durante el tiempo de muestreo.

La concentración de clorofila *b* en la zona A fue mayor que en las otras zonas, con tendencia a decrecer hacia el interior con mayor variación en la zona A durante los diferentes estados de marea. La mayor concentración de clorofila *b* se presentó en la estación 3 con $0.57 \mu\text{g L}^{-1}$ (Fig. 14b). En la zona B las más altas concentraciones se presentaron en la estaciones 14 y 19 con $0.28 \mu\text{g L}^{-1}$ y $0.26 \mu\text{g L}^{-1}$, respectivamente cuando se presentan mareas muertas, no obstante el pigmento disminuye al presentarse mareas vivas. En la zona C las concentraciones en mareas vivas fueron entre 0.2 a $0.35 \mu\text{g L}^{-1}$.

La aloxantina presentó una tendencia de incrementar hacia la parte interna de la zona A alcanzando valores hasta de $0.40 \mu\text{g L}^{-1}$ durante mareas muertas (Fig. 14c). Sin embargo durante marea de transición y mareas vivas esta tendencia persiste pero disminuye su concentración con valores máximos de $0.2 \mu\text{g L}^{-1}$. En zona B la concentración de aloxantina es alta durante mareas muertas con valores hasta de $0.49 \mu\text{g L}^{-1}$ y tienden a disminuir en mareas vivas. La aloxantina en la zona C al igual que en la zona B es alta con valores de $0.35 \mu\text{g L}^{-1}$ y tiende a disminuir en mareas vivas.

La concentración de peridinina es alta en la zona A y disminuye hacia los extremos en la zona B y C (Fig. 15a). En la parte interna de la zona A la mayor concentración de peridinina se presentó durante mareas vivas con un valor de $0.21 \mu\text{g L}^{-1}$, sin embargo, en las estaciones cerca a la boca la concentración es alta durante mareas muertas y transición de marea. La peridinina en la zona B tiende a ser alta en marea muerta en la parte interna de la zona, caso contrario pasa en la zona C donde las mayores concentraciones del pigmento se presentan en mareas vivas.

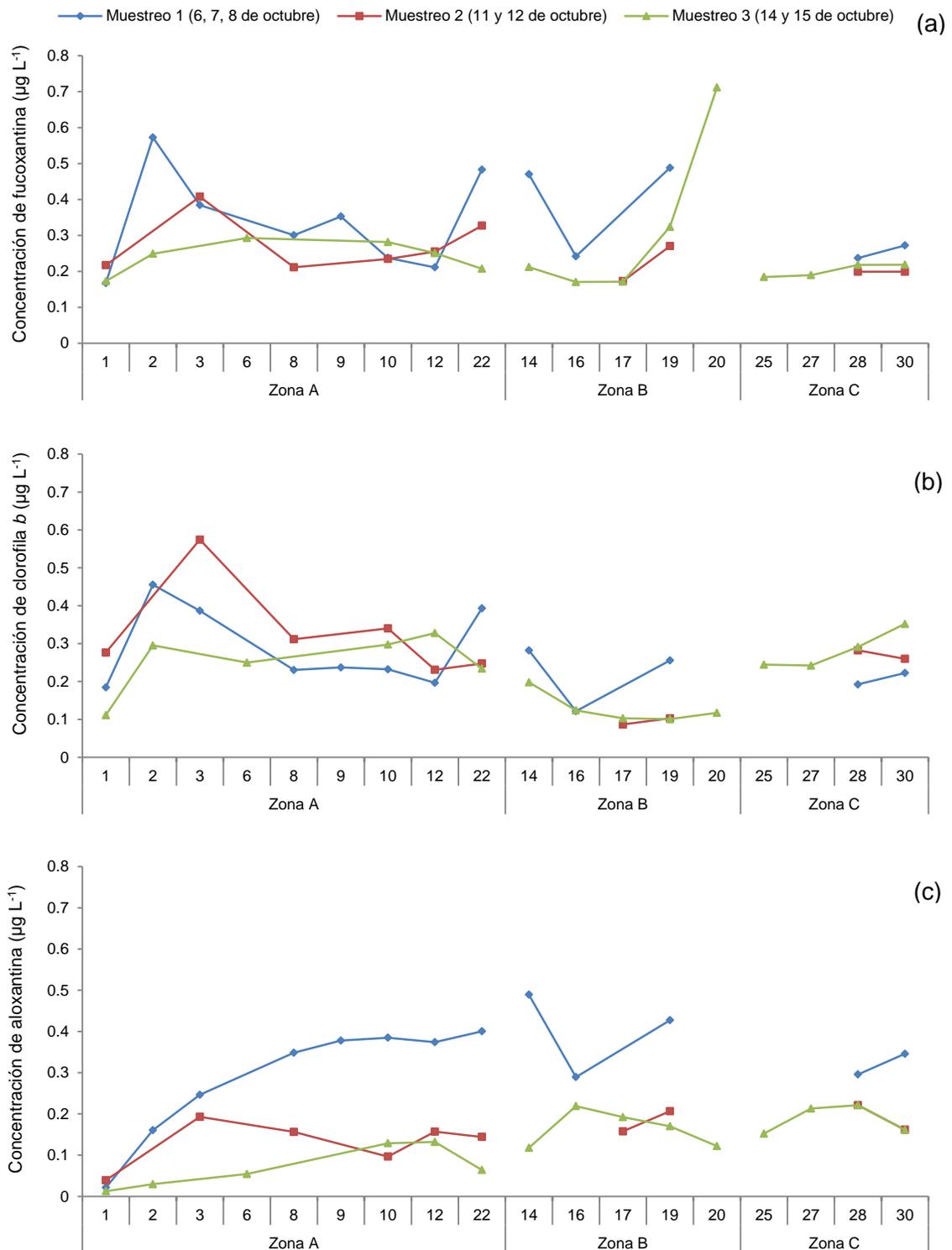


Figura 14 Concentración de pigmento ($\mu\text{g L}^{-1}$) estimado por medio del HPLC para las tres zonas al interior de BSQ. a) fucoxantina, b) clorofila *b* y c) aloxantina. Los muestreos se dieron de acuerdo al tipo de marea que se presentó durante el tiempo de muestreo.

La concentración de 19'hexanoloxyfucoxantina fue mayor en la zona A que en las zonas B y C, con una tendencia a decrecer hacia el interior de la bahía (Fig. 15b). Sin embargo, en la zona A las mayores concentraciones se presentaron durante la transición de marea y las menores concentraciones en mareas muertas. En la zona B, la 19'hexanoloxyfucoxantina tiende a disminuir hacia la parte interna del brazo, donde su máxima concentración fue en la estación 14 con $0.06 \mu\text{g L}^{-1}$. En la zona C la mayor concentración de 19'hexanoloxyfucoxantina se presentó durante mareas vivas en especial en la estación 25 con $0.04 \mu\text{g L}^{-1}$ y con tendencia a disminuir hacia el extremo de la zona.

La concentración de feofitina se incrementa de la zona A hacia las zonas B y C (Fig. 15c). En la zona A las mayores concentraciones fueron en la transición de marea con el valor más alto en la estación 22 con $0.09 \mu\text{g L}^{-1}$. La feofitina en la zona B tiende a aumentar hacia la parte interna en los tres periodos de marea con valores de $0.14 \mu\text{g L}^{-1}$. En la zona C, la feofitina presenta un aumento hacia el interior de la zona de muestreo con los valores más altos en la estación 30 en los tres tipos de muestreo: $0.23 \mu\text{g L}^{-1}$, $0.20 \mu\text{g L}^{-1}$ y $0.22 \mu\text{g L}^{-1}$, respectivamente.

La prasinoxantina presentó mayores concentraciones hasta de $0.08 \mu\text{g L}^{-1}$ en la zona A con tendencia a disminuir hacia los extremos (Fig. 16a). A medida que se presenta marea viva incrementa la prasinoxantina en la parte más interna de la zona A. En la zona B la mayor concentración se dió en la estación 14 con $0.04 \mu\text{g L}^{-1}$ en mareas vivas y muertas, y tienden a disminuir hacia la parte interna del brazo. Para la zona C la más alta concentración de prasinoxantina se observó en la estación 30 con $0.07 \mu\text{g L}^{-1}$ durante el muestreo de mareas vivas.

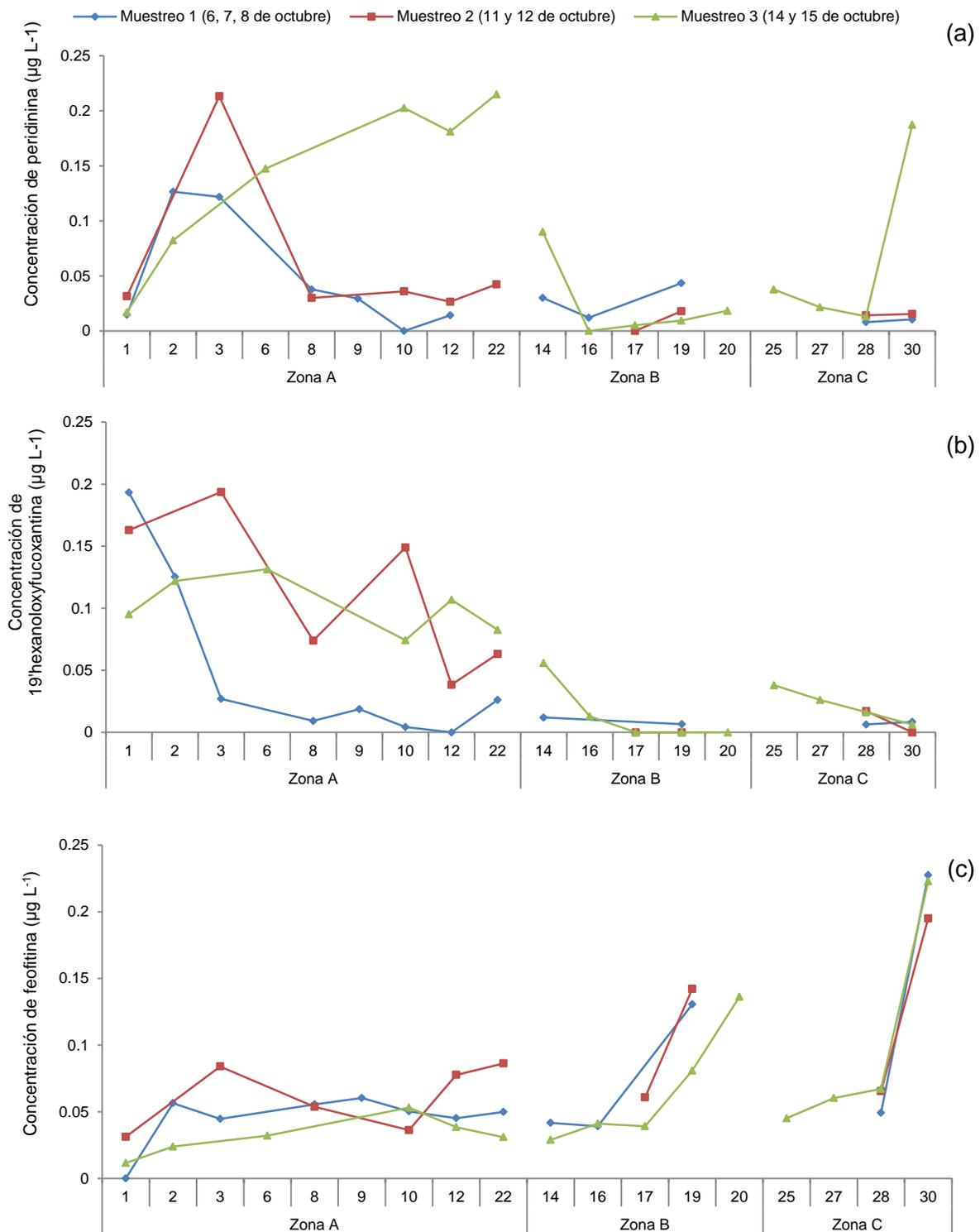


Figura 15 Concentración de pigmento ($\mu\text{g L}^{-1}$) estimado por medio del HPLC para las tres zonas al interior de BSQ. a) peridininina b) 19'hexanoloxyfucoxantina y c) feofitina. Los muestreos se dieron de acuerdo al tipo de marea que se presentó durante el tiempo de muestreo.

La zeaxantina presenta mayor concentración en la zona A que la zona B y C y tiende a disminuir hacia la parte interna de la bahía (Fig. 16b). Durante la transición de marea mostraron los valores más altos hasta un $0.09 \mu\text{g L}^{-1}$ en la estación 3. Para la zona B la zeaxantina presentó concentraciones entre 0.015 a $0.05 \mu\text{g L}^{-1}$, pero tiende a disminuir hacia el interior. En la zona C, la concentración del pigmento aumenta cuando se presenta mareas vivas, con concentración hasta de $0.05 \mu\text{g L}^{-1}$.

La concentración de divinil clorofila *a* fue mayor en la zona A y disminuye hacia la zona B y C (Fig. 16c). La mayor variación ocurre en la zona A con valores hasta de $0.07 \mu\text{g L}^{-1}$ con tendencia a decrecer durante mareas muertas y la transición de marea hacia el interior de la misma, mientras que durante mareas vivas no presentó tendencia alguna de variación. Al interior de la bahía la concentración del pigmento fue de manera esporádica en algunas estaciones con valores hasta de $0.04 \mu\text{g L}^{-1}$ en la zona B y la 25 ($0.01 \mu\text{g L}^{-1}$) en la zona C.

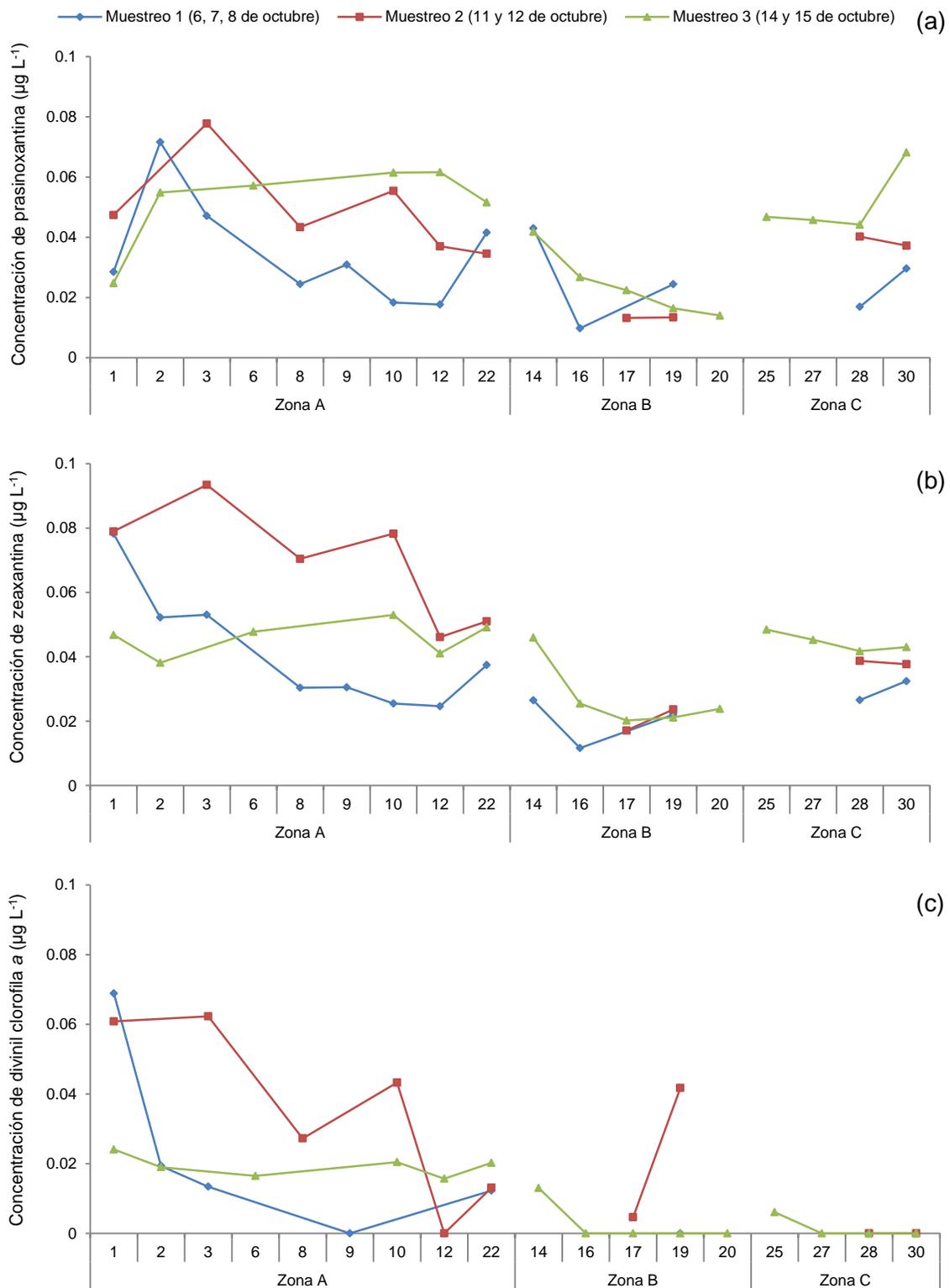


Figura 16 Concentración de pigmento ($\mu\text{g L}^{-1}$) estimado por medio del HPLC para las tres zonas al interior de BSQ. a) prasinoxantina, b) zeaxantina y c) divinil clorofila a. Los muestreos se dieron de acuerdo al tipo de marea que se presentó durante el tiempo de muestreo.

5.3.2. Muestreo de la serie de tiempo

5.3.2.1. Concentración de clorofila *a* Total

En la serie de tiempo de ChlaT se observa una tendencia general a disminuir durante marea viva, aunque, se presentan concentraciones altas durante los reflujos de marea durante el muestreo (Fig. 17). La concentración máxima de ChlaT fue de $5.67 \mu\text{g L}^{-1}$ durante marea muerta.

5.3.2.2. Concentración de pigmentos y carotenoides

La fucoxantina tiende en general a disminuir durante marea viva, aunque la máxima concentración de $0.67 \mu\text{g L}^{-1}$ se presentó en marea viva (Fig. 18a). La concentración de aloxantina presentó el mismo comportamiento que la fucoxantina, la cual es alta en marea muerta y disminuye en marea viva (Fig. 18a). La máxima concentración de aloxantina fue de $0.83 \mu\text{g L}^{-1}$ durante marea muerta. La clorofila *b* mostró un comportamiento inverso a la fucoxantina y a la aloxantina, la cual aumenta de marea muerta a marea viva, con una máxima concentración de $0.70 \mu\text{g L}^{-1}$ durante marea viva (Fig. 18a).

La peridinina presentó variación entre 0.005 a $0.025 \mu\text{g L}^{-1}$ durante toda la serie de tiempo, sin embargo al final del muestro incrementó su concentración hasta $0.06 \mu\text{g L}^{-1}$ (Fig. 18b). El pigmento 19'Hexanoxifucoxantina mostró igual tendencia que la peridinina con fluctuaciones durante la serie de tiempo y un incremento al final del muestreo, alcanzado valores hasta de $0.05 \mu\text{g L}^{-1}$ (Fig. 18b). El divinil clorofila *a* se presenta esporádicamente con mayor tendencia en la serie de tiempo, sin embargo se muestra al inicio del periodo de muestreo cuando hay marea muerta y transición de marea (Fig. 18b). La máxima concentración fue de $0.017 \mu\text{g L}^{-1}$ en el flujo de marea muerta.

La concentración de prasinoxantina tiende a incrementar durante marea viva con valores altos hasta de $0.10 \mu\text{g L}^{-1}$ (Fig. 18c). La zeaxantina muestra poca variación durante toda la serie de tiempo con alrededor de $0.04 \mu\text{g L}^{-1}$, sin embargo la mayor concentración se presentó con $0.08 \mu\text{g L}^{-1}$ en mareas muertas (Fig. 18c). La feofitina presentó alta variación en la concentración (0.04 a $0.13 \mu\text{g L}^{-1}$) a lo largo de la serie de tiempo con una tendencia a incrementar en marea viva (Fig. 18c).

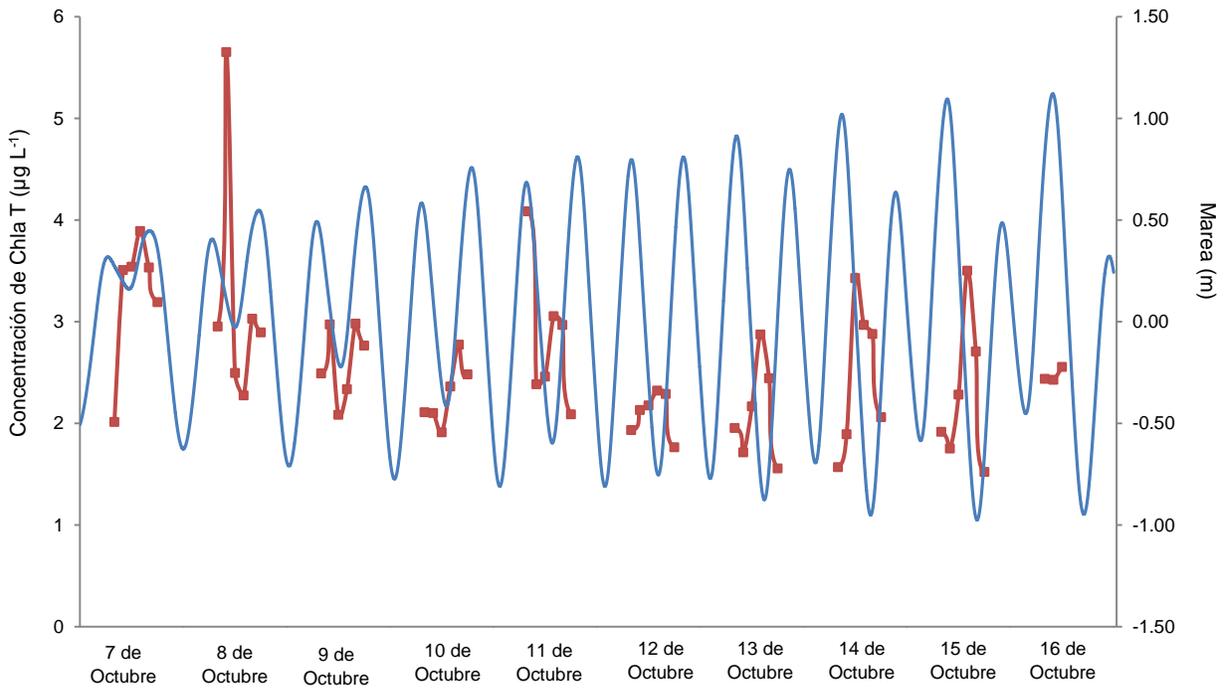


Figura 17 Concentración de Chla T ($\mu\text{g L}^{-1}$) de la serie de tiempo en BSQ. Eje derecho: ciclo de marea (m).

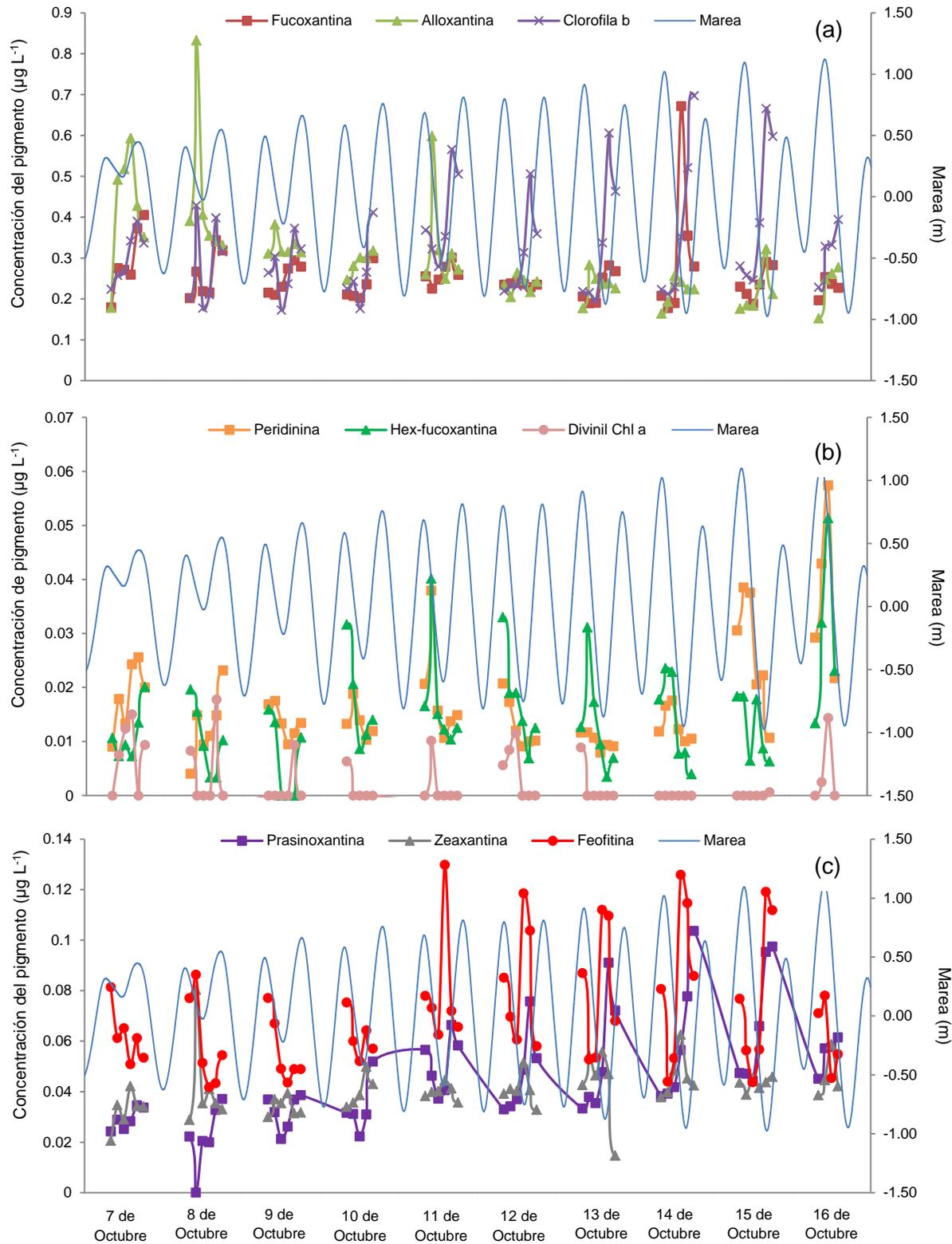


Figura 18 Concentración de clorofila a Total ($\mu\text{g L}^{-1}$) de la serie de tiempo en BSQ. a) pigmentos: fucoxantina, aloxantina y clorofila b; b) peridinina, 19'hexanoloxifucoxantina y divinil clorofila a y c) prasinoxantina, zeaxantina y feofitina. Eje secundario: ciclo de marea (m).

5.4. CHEMTAX

5.4.1. Muestreo espacial

Mediante el programa CHEMTAX se estimaron ocho grupos fitoplanctónicos los cuales se muestran en las figuras 19, 20 y 21. La contribución del grupo de las bacilariofitas (Fig. 19a) en la zona A presentó poca variación en cada uno de los muestreos, sin embargo cuando se presenta la transición de marea desde la estación 12 esta tiende a aumentar hasta un 23%. En la zona B las bacilariofitas tienden a aumentar hacia la parte más interna del brazo durante mareas vivas alcanzando valores hasta de un 50% de contribución. El porcentaje de contribución de la zona C permanece alrededor de 18 a 21% durante el periodo de muestreo.

En la zona A, las clorofitas tienden a aumentar hacia la parte interna de la bahía durante marea muerta y a disminuir de marea muerta a marea viva (Fig. 19b). El mayor porcentaje de contribución en la zona A fue en la estación 10 con el 18%. En la zona B el porcentaje de contribución aumenta hacia la estación 20 con un 20% y durante de mareas vivas. La contribución de las clorofitas en zona C tiende a ser mayor en la transición de marea y mareas vivas, presentando los más alto valores en la estación 20 con el 20%.

El grupo de las criptofitas (Fig. 19c) en la zona A aumentan hacia el interior de la misma y presentan valores mayores durante mareas muertas, donde el mayor porcentaje de contribución fue del 60%. En la zona B las criptofitas alcanzaron hasta el 59% en la estación 16 durante mareas vivas y muertas. La contribución de las criptofitas en la zona C fue de 52% durante marea muerta y tiende a disminuir hacia el extremo de la zona durante la transición y en mareas vivas.

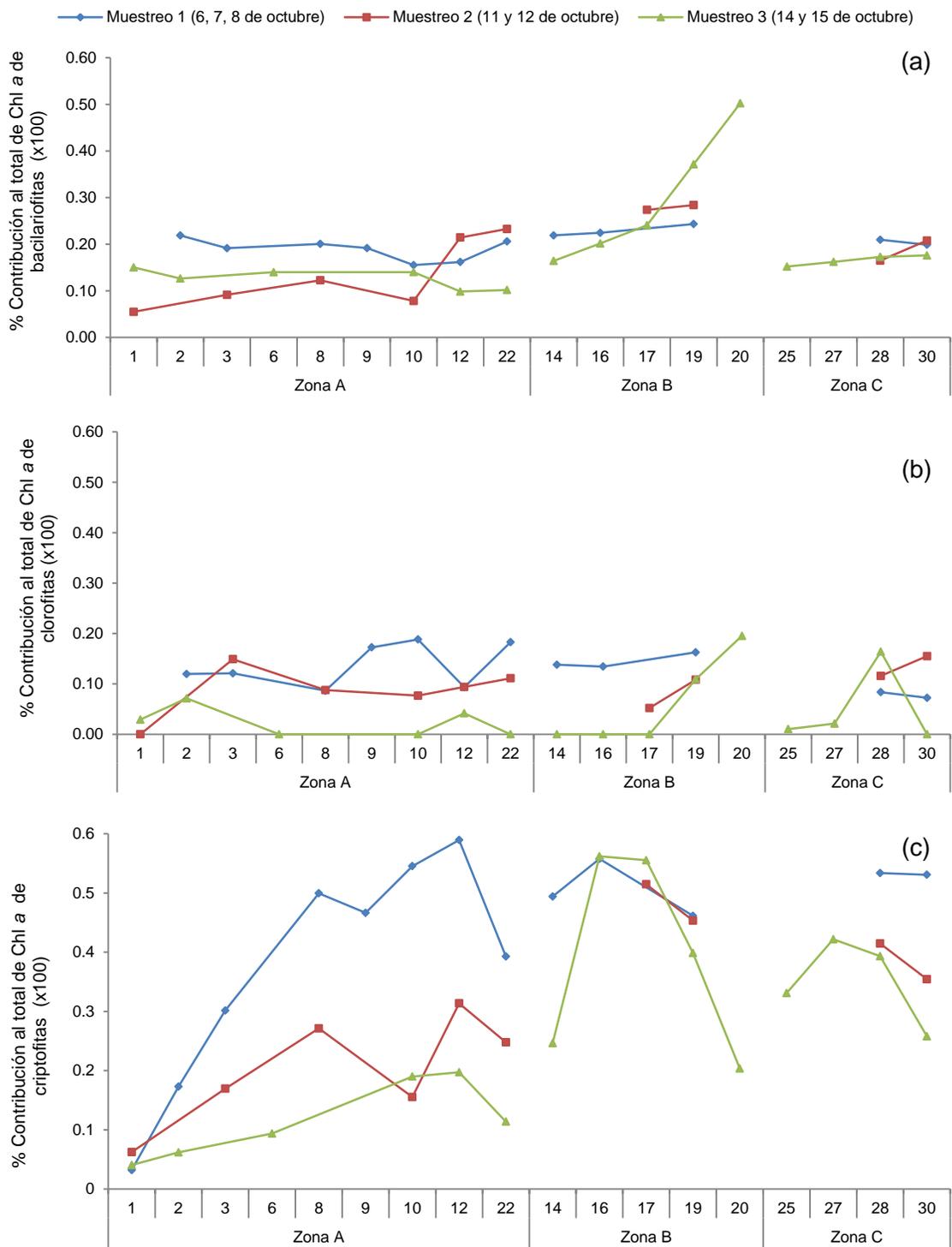


Figura 19 Porcentaje de contribución al total de Chl a (x100) de cada grupo fitoplanctónico estimado con CHEMTAX. a) grupo de las bacilariofitas, b) grupo de las clorofitas y c) grupo de las criptofitas. Los muestreos se dieron de acuerdo al tipo de marea que se presentó durante el tiempo de muestreo.

El porcentaje de contribución de las dinofitas fue mayor en la zona A que en la zona B y C. Las dinofitas presentaron un incremento en la hacia el interior de la zona A alcanzando un porcentaje hasta de 34%, mientras que durante la transición y marea viva presentó una tendencia a decrecer hacia el interior de la zona (Fig. 20a). En la zona B la mayor contribución se presenta en mareas vivas en la estación 14 con el 14% donde luego tiende a disminuir. El porcentaje de dinofitas en la zona C es mayor en mareas vivas con su máximo en la estación 30 con el 24%.

El mayor porcentaje de contribución de las haptofitas fue en la zona A y tiende a disminuir hacia el interior de la Bahía (Fig. 20b). Los máximos porcentajes de haptofitas se presentaron en la estación 1 con un 52% y tiende a decrecer hacia el interior de la misma durante la transición de marea y mareas muertas. En la zona B y C el porcentaje tiende a disminuir hacia el interior de cada uno de los brazos con los valores más altos en mareas vivas con 13% y 10%, respectivamente.

El grupo de las prasinofitas presentaron una tendencia a disminuir de la zona A hacia la zona B pero un ligero incremento hacia la zona C (Fig. 21a). En la zona A la contribución de haptofitas disminuye hacia el interior durante mareas muertas, no obstante el mayor porcentaje se presentó en la estación 1 con el 24% durante la transición de marea. El porcentaje de contribución de las haptofitas en la zona B, aumenta durante mareas muertas a transición y mareas vivas, alcanzando valores hasta del 19%. En la zona C la mayor contribución se presentó en mareas vivas, con el mayor porcentaje del 28% en la estación 30 y menores en mareas muertas.

La contribución de las cianofitas fue mayor en las estaciones de la zona A con el 13% y presentó poca variación hacia la parte interna de la Bahía con los valores entre el 3 y 10% (Fig. 21b). La contribución en la zona B fue mayor en marea viva entre un 5 a 8%. En la zona C

muestra una tendencia a disminuir hacia el interior durante mareas vivas. Mientras que durante mareas muertas y transición de marea el porcentaje de cambio es poco.

El grupo de las proclorofitas se presentaron esporádicamente y disminuye hacia el interior de la bahía (Fig. 21c). En la zona A el mayor porcentaje de contribución fue del 4 al 7% se presentó en la estación 1 durante mareas muertas. La contribución en la zona B y C fue esporádica alcanzando un 4% en la estación 19 y el 1% en la estación 25.

5.4.2. Muestreo de la serie de tiempo

El grupo de las criptofitas presentó el mayor porcentaje de contribución con el 40%, donde tiende a disminuir durante mareas vivas (Fig. 22). Las bacilariofitas permanecen con poca variación durante todo el periodo de muestreo con un porcentaje del 20% (Fig. 22).

Las clorofitas presentan mayor contribución al inicio del muestreo y tienden a disminuir durante mareas vivas con un porcentaje de contribución entre el 15 al 20% en mareas muertas (Fig. 21). El grupo de las prasinofitas presentaron una tendencia a incrementar su contribución en mareas vivas hasta un 30% (Fig. 22).

Los grupos de las dinofitas y las haptofitas presentan poca variación en la contribución de Chl *a* con cambios basados en el flujo y reflujos de la marea. El porcentaje promedio para estos grupos es de 0.5 al 1%, respectivamente (Fig. 22). Las cianofitas presentan poca variación con relación a la marea, este grupo presenta un porcentaje de contribución del 0.5%. En tanto las proclorofitas se presentaron esporádicamente durante el muestreo, alcanzando hasta un 1% (Fig. 22).

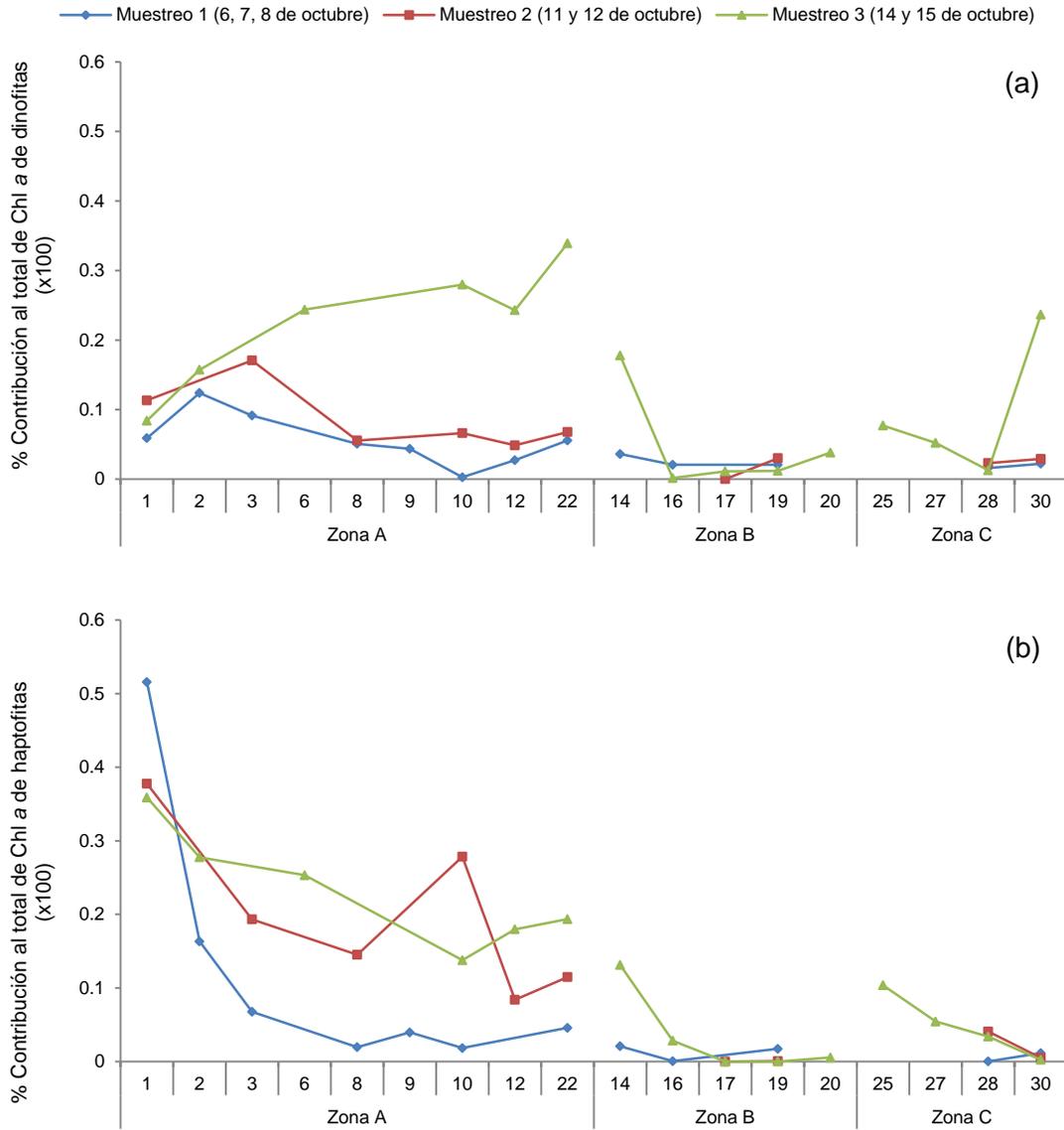


Figura 20 Porcentaje de contribución al total de Chl a (x100) de cada grupo fitoplanctónico estimado por el CHEMTAX. a) grupo las dinofitas y b) grupo de las haptofitas. Los muestreos se dieron de acuerdo al tipo de marea que se presentó durante el tiempo de muestreo.

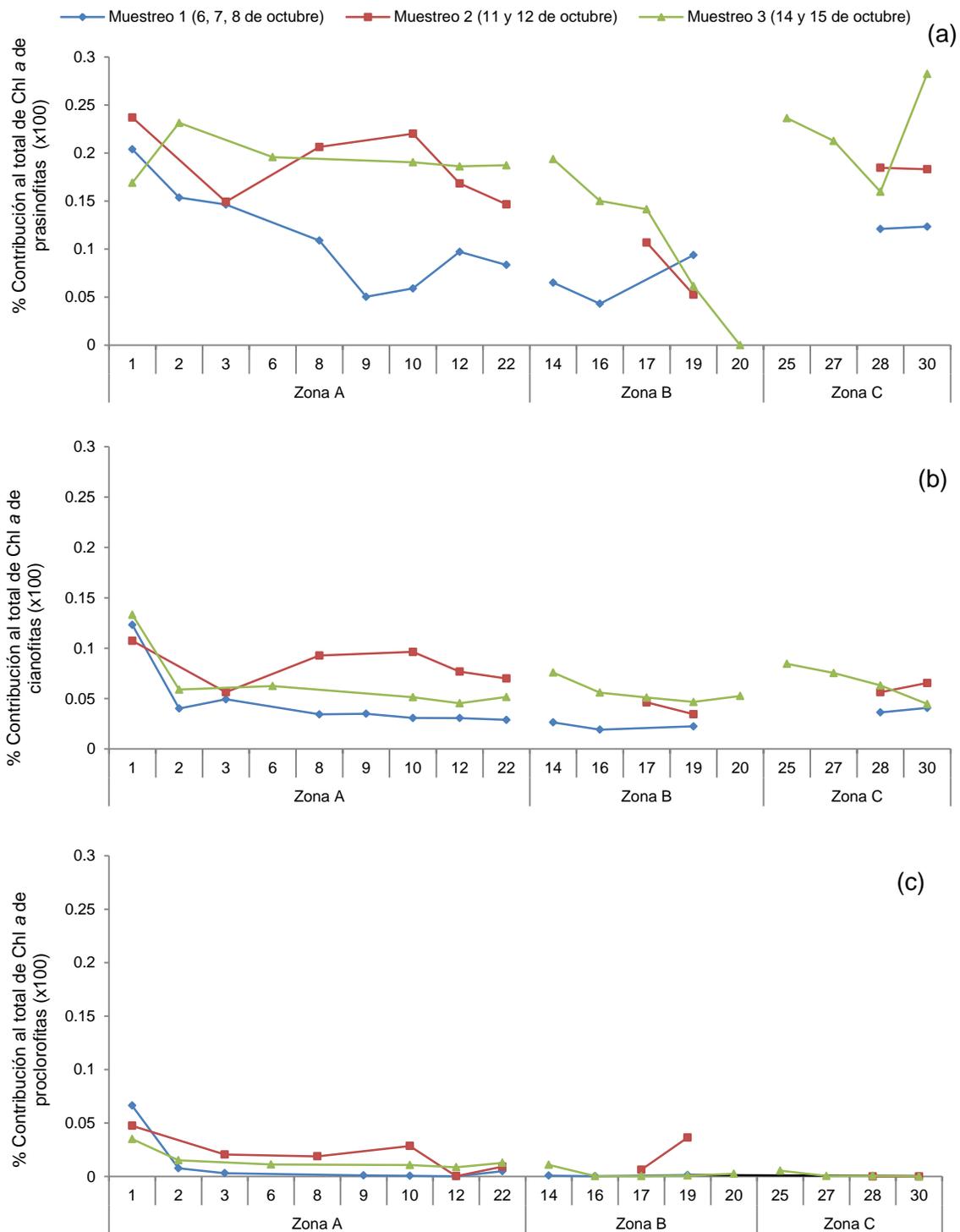


Figura 21 Porcentaje de contribución al total de Chl a (x 100) de cada grupo fitoplanctónico estimado por el CHEMTAX. a) grupo de las prasinofitas, b) grupo de las cianofitas y c) grupo de las proclorofitas. Los muestreos se dieron de acuerdo al tipo de marea que se presentó durante el tiempo de muestreo.

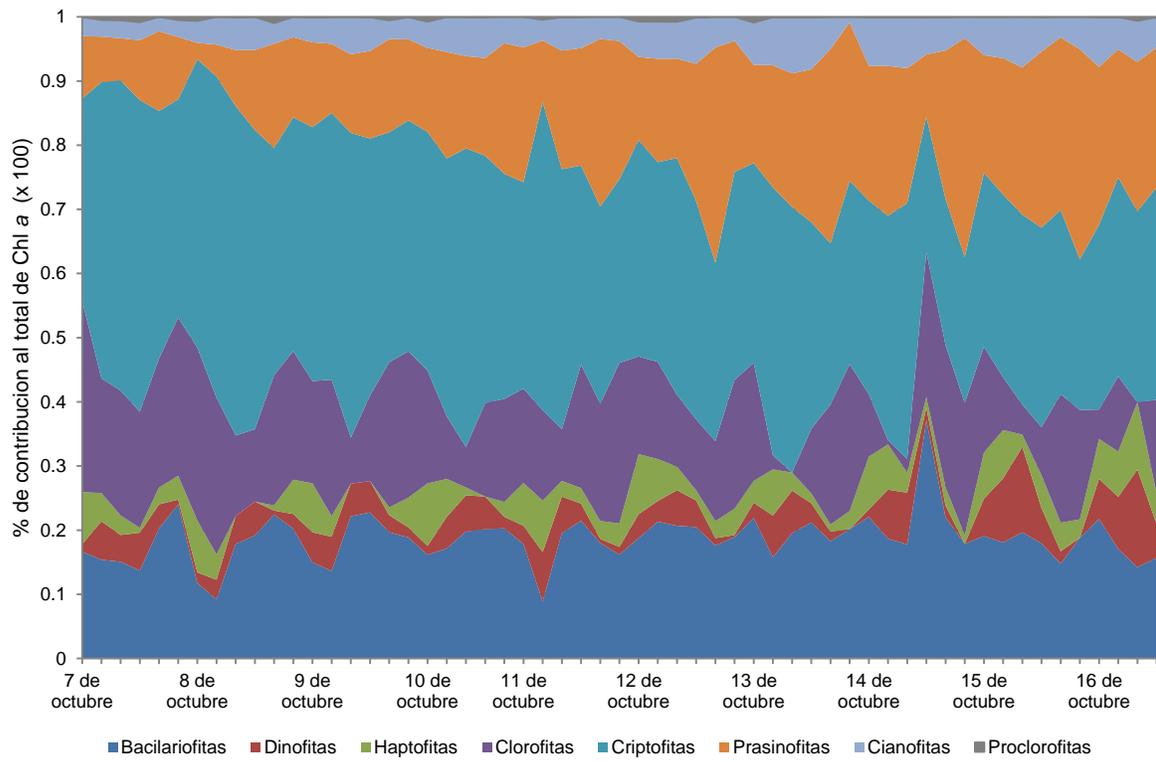


Figura 22 Porcentaje de contribución al total de Chl a (x100) de la serie de tiempo en la BSQ.

5.5. Coeficientes de absorción

5.5.1. Muestreo espacial

5.5.1.1. Coeficiente de absorción del fitoplancton [$a_{ph}(\lambda)$]

En la zona A, el intervalo de variación del $a_{ph}(440)$ fue de 0.03 a 0.065 m^{-1} con un promedio de 0.053 m^{-1} (Fig. 23a). En $a_{ph}(675)$ el intervalo se presentó entre los 0.016 a los 0.033 m^{-1} con un promedio de 0.026 m^{-1} .

En la zona B el intervalo de $a_{ph}(440)$ estuvo entre los 0.041 a los 0.053 m^{-1} con un promedio de 0.050 m^{-1} (Fig. 23c). El $a_{ph}(675)$ se presentó de los 0.015 a los 0.029 m^{-1} con un promedio de 0.023 m^{-1} .

En la zona C $a_{ph}(440)$ se presentó entre los 0.040 a los 0.062 m^{-1} con un promedio de 0.051 m^{-1} (Fig. 23e). El intervalo de $a_{ph}(675)$ se dio entre los 0.014 a los 0.029 m^{-1} con un promedio de 0.022 m^{-1} . La mayor absorción del $a_{ph}(675)$ fue en la estación 19.

La forma de los espectros de absorción estuvieron dominados por la forma de absorción de la Chl *a* con un máximo en 440 nm y otro en el 675 nm. Sin embargo, se observan tres hombros a los 410, 460 y 480 nm (Fig 23b, d, f).

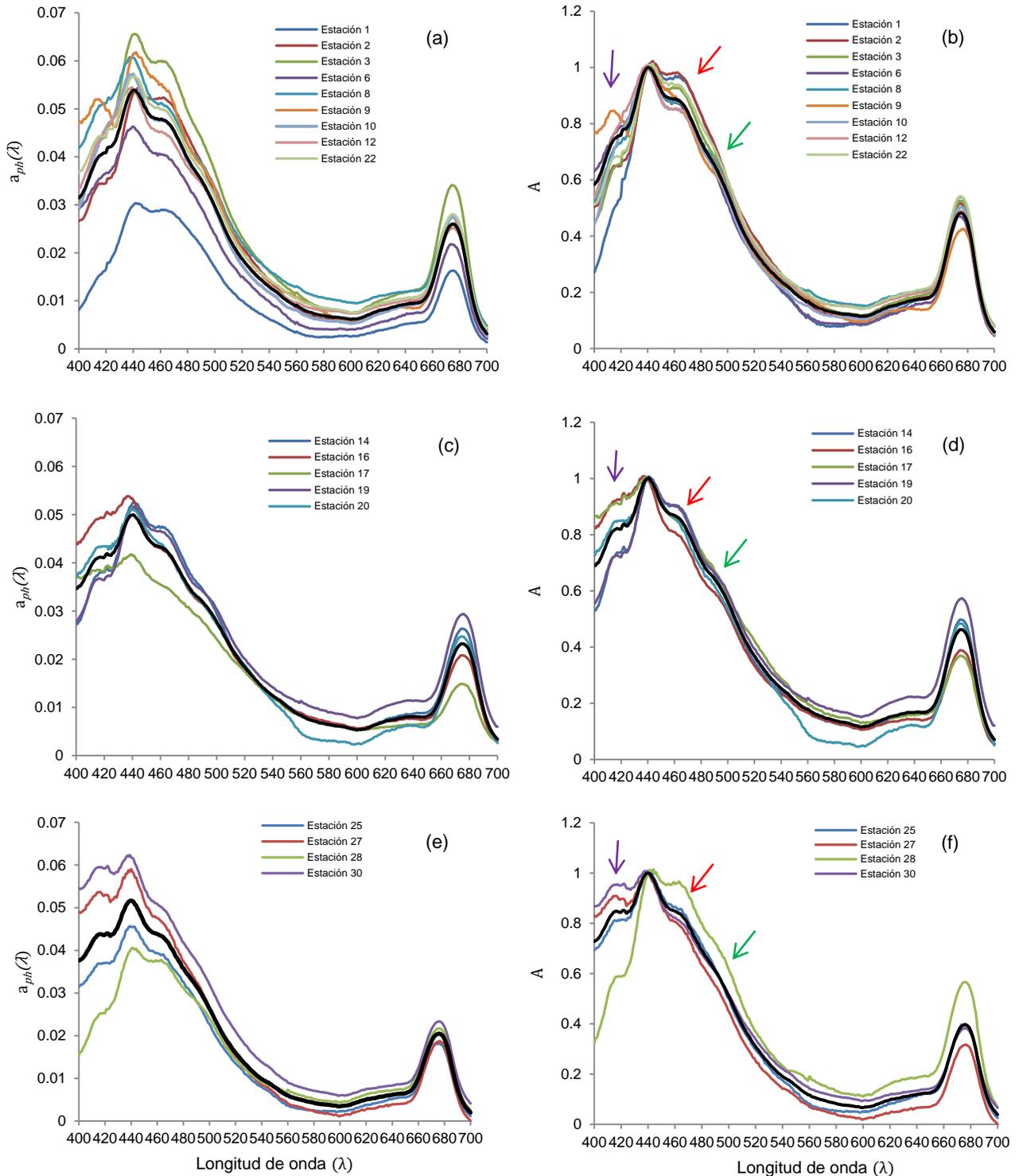


Figura 23 Variación espacial de $a_{ph}(\lambda)$ (m^{-1}) y espectro de absorción normalizado a 440nm A (adimensional) en la BSQ. Cada línea corresponde a la absorción promedio en cada estación. a) y b) zona A, c) y d) zona B y e) y f) zona C. La línea negra corresponde al promedio de las estaciones encada zona de muestreo. La flecha morada muestra el hombro a los 410 nm, la flecha roja muestra el hombro de los 460 nm y la flecha verde el hombro de los 480 nm.

5.5.1.2. Coeficiente específico de absorción del fitoplancton [$a^*_{ph}(\lambda)$]

El $a^*_{ph}(440)$ en la zona A se encontró entre los intervalos de 0.019 y 0.025 m^2 (mg ChlaT^{-1}), con promedio de 0.022 m^2 (mg ChlaT^{-1}) (Fig. 24a). Mientras que el $a^*_{ph}(675)$ se presenta entre los 0.0078 y 0.013 m^2 (mg ChlaT^{-1}), con un promedio de 0.010 m^2 (mg ChlaT^{-1}).

En el zona B, el intervalo de variación del $a^*_{ph}(440)$ está entre los 0.018 y 0.034 m^2 (mg ChlaT^{-1}), con un promedio de 0.025 m^2 (mg ChlaT^{-1}) (Fig. 24b). El $a^*_{ph}(675)$ estuvo entre 0.0089 y 0.012 m^2 (mg ChlaT^{-1}), con un promedio de 0.010 m^2 (mg ChlaT^{-1}).

El intervalo de variación del $a^*_{ph}(440)$ en la zona C, estuvo entre los 0.019 y 0.033 m^2 (mg ChlaT^{-1}), con un promedio de 0.027 m^2 (mg ChlaT^{-1}) (Fig. 24c). El $a^*_{ph}(675)$ se presentó entre los 0.010 y 0.011 m^2 (mg ChlaT^{-1}), con un promedio de 0.0109 m^2 (mg ChlaT^{-1}).

En la zona A, los valores promedios del $a^*_{ph}(440)$ y $a^*_{ph}(675)$ (Fig. 25a), presentan una ligera tendencia a decrecer al interior de la zona. En tanto, para la zona B el $a^*_{ph}(440)$ se incrementa hacia en medio de la zona y después disminuye de la boca hacia la parte más interna, sin embargo el $a^*_{ph}(675)$ es homogénea en todas las estaciones (Fig. 25b). La tendencia en la zona C es de presentar el mismo comportamiento que en la zona A, la cual es uniforme, no obstante en la estación 28 se observa que hay una disminución en el $a^*_{ph}(440)$ (Fig. 25c).

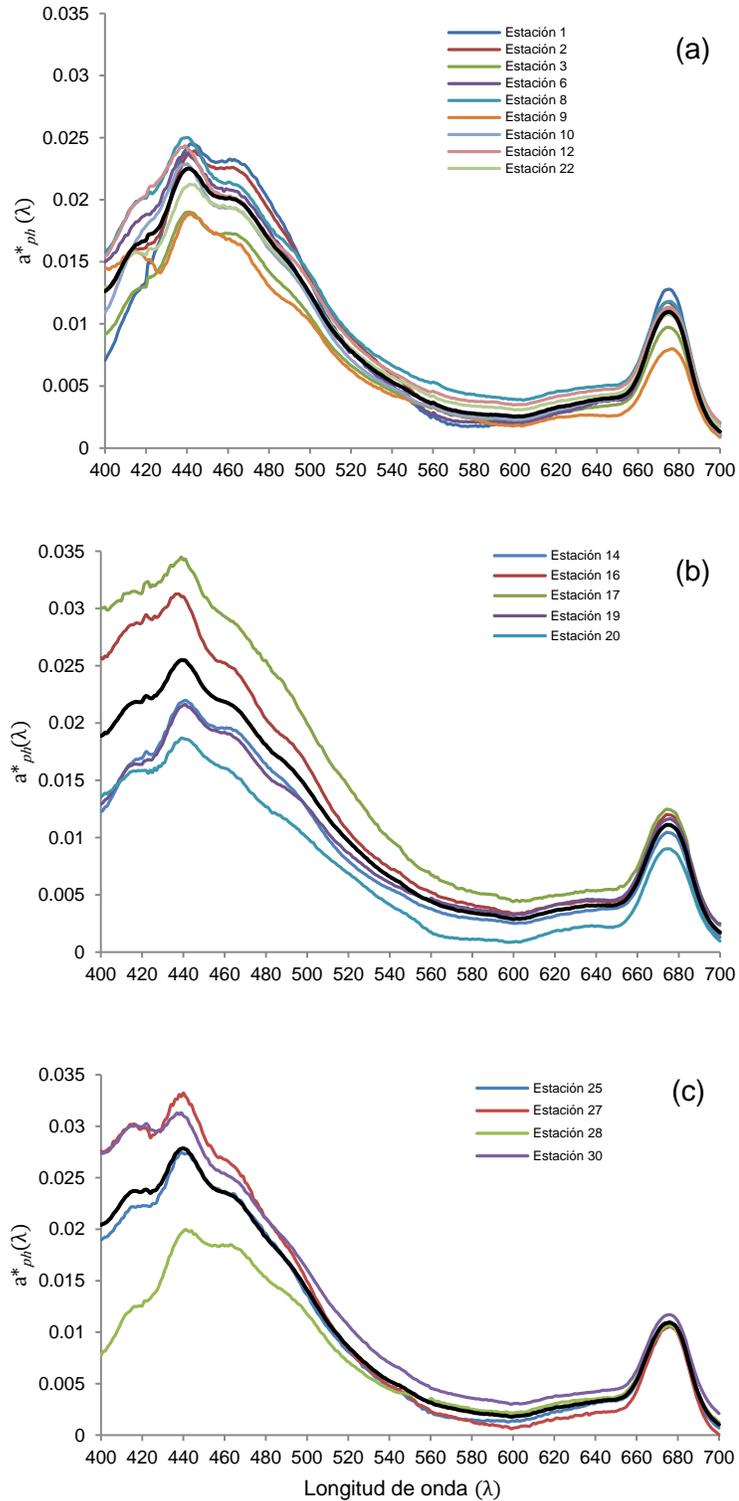


Figura 24 Variación espacial del $a^*_{ph}(\lambda)$ [$\text{m}^2(\text{mg Chl aT})^{-1}$] en la BSQ. Cada línea corresponde a la absorción promedio en cada estación. a) zona A, b) zona B y c) zona C. La línea negra corresponde al promedio de las estaciones en cada zona de muestreo.

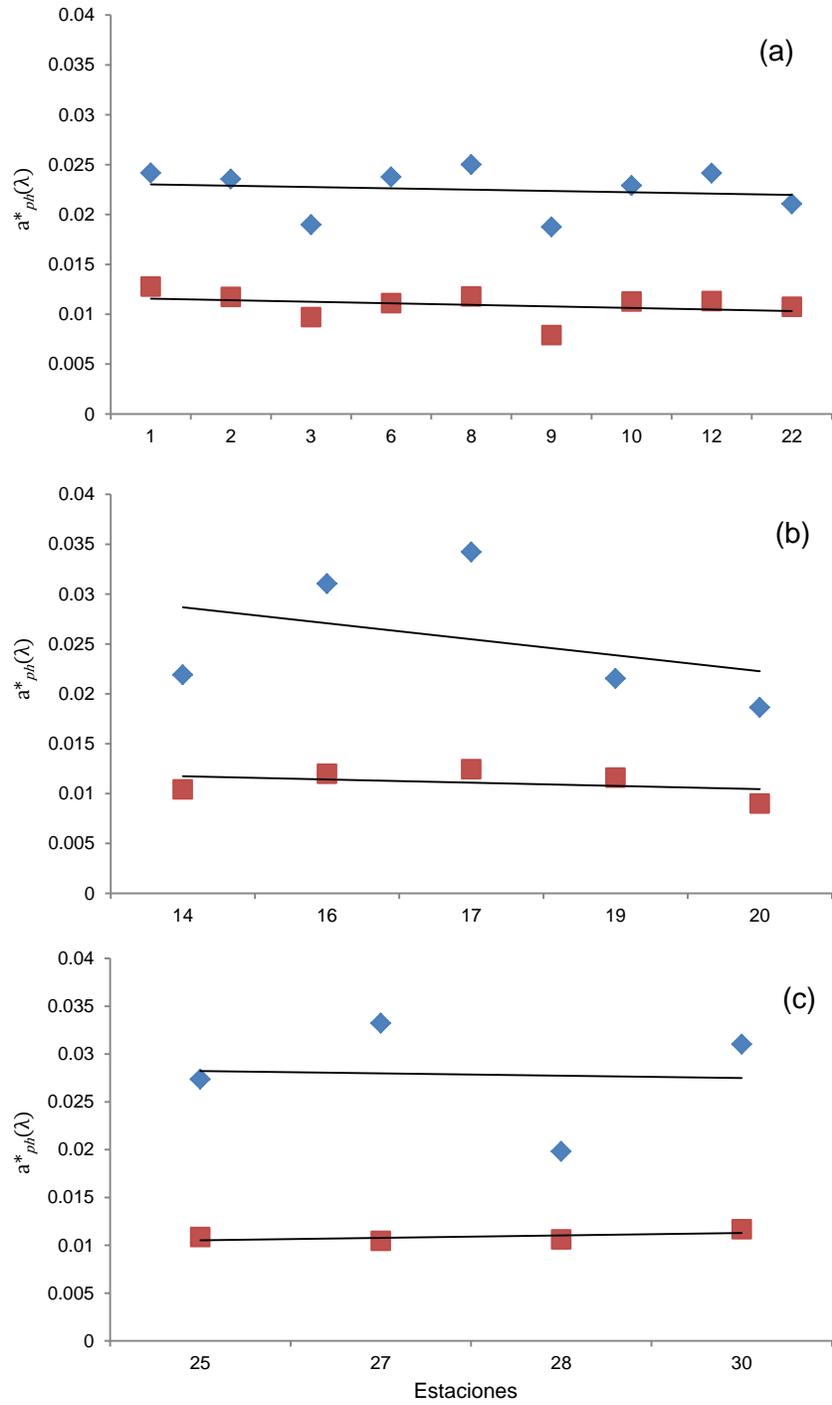


Figura 25 Valores promedio de la variación espacial $a^*_{ph}(440)$ (rombos) y $a^*_{ph}(675)$ (cuadrados) [$\text{m}^2(\text{mg ChlaT})^{-1}$] en la BSQ. La línea corresponde a la tendencia del promedio de cada zona. a) zona A, b) zona B y c) zona C.

5.5.1.3. Razón $a_{ph}(440)/a_{ph}(675)$

Una manera de estimar el efecto paquete es haciendo la razón $a_{ph}(440)/a_{ph}(675)$ (Fig. 26) presenta una tendencia de incrementar hacia el interior de la bahía, con una menor variación en la zona A con valores entre los 1.8 y 2.4, mientras que en la zona B presentó una variación en la razón con valores entre 1.8 y 2.8. En la zona C la razón $a_{ph}(440)/a_{ph}(675)$ mostró la mayor variación con valores entre los 2.8 y 3.18.

5.5.2. Muestreo de la serie de tiempo

5.5.2.1. Coeficiente de absorción del fitoplancton [$a_{ph}(\lambda)$]

El intervalo de variación del $a_{ph}(440)$ fue de 0.043 m^{-1} a los 0.083 m^{-1} con un promedio de 0.064 m^{-1} (Fig. 27a). El día 7 se presenta el mayor valor en coincidencia con mareas vivas, mientras el 15 de octubre se presentaron los mayores valores que coinciden con las mareas muertas. El $a_{ph}(675)$ varía entre los 0.023 m^{-1} a los 0.035 m^{-1} con un promedio de 0.028 m^{-1} .

La forma de los espectros de absorción en la serie de tiempo estuvo en dominada por la forma de absorción de la Chl *a* con un máximo en 440 nm y otro en el 675 nm, notándose adicionalmente tres pequeños hombros en los 410, 460 y 480 nm (Fig. 27b).

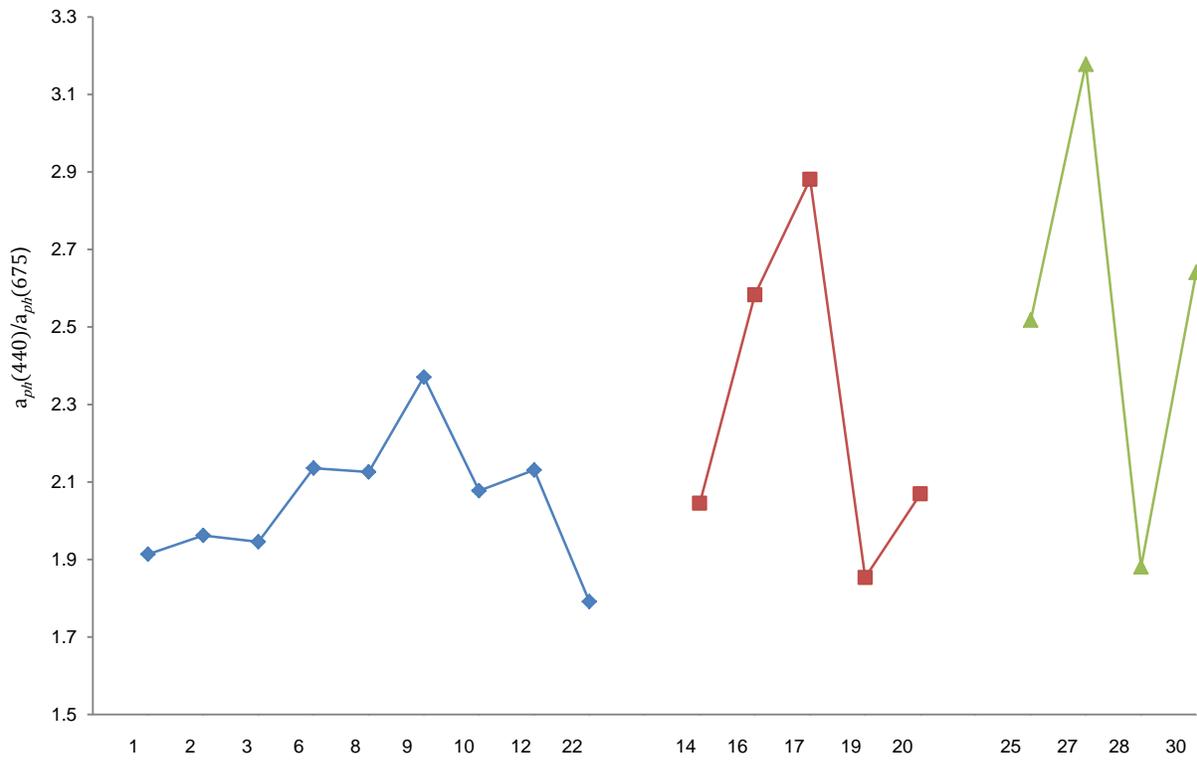


Figura 26 Razón $a_{ph}(440)/a_{ph}(675)$ del muestreo especial en la BSQ para las tres zonas de muestreo: zona A: rectángulos, zona B: cuadrados y zona C: triángulos.

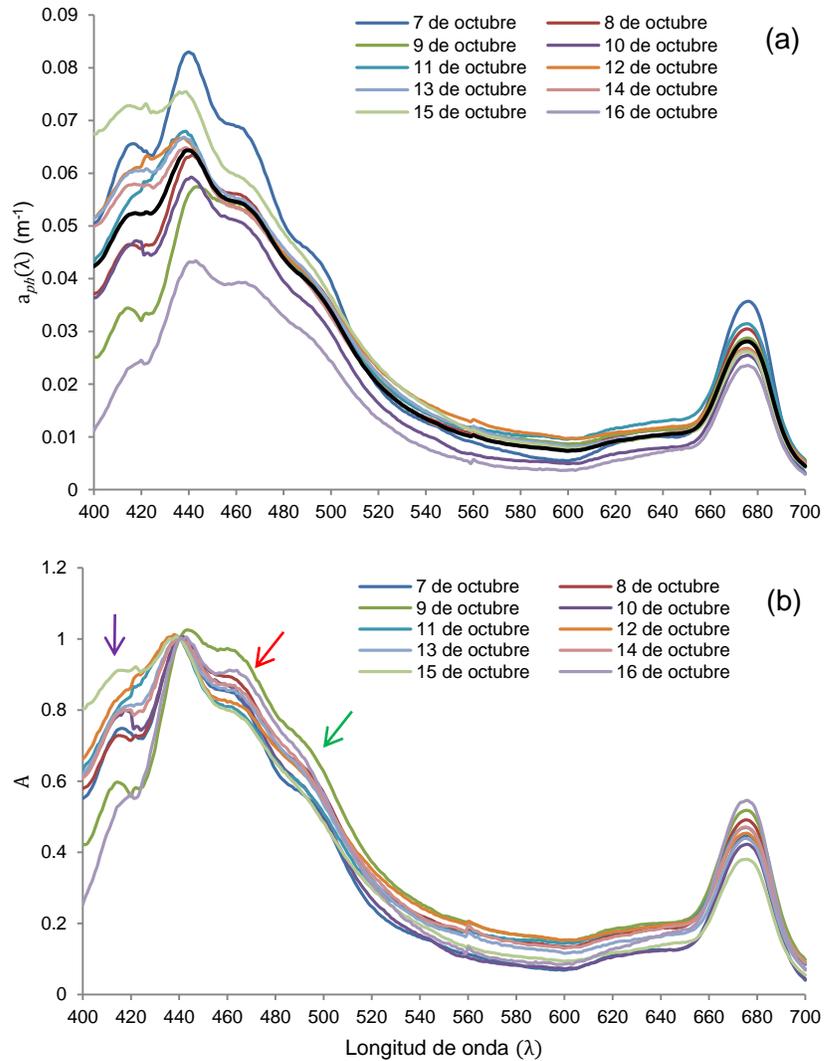


Figura 27 (a) variación temporal del $a_{ph}(\lambda)$ (m^{-1}) y (b) espectro de absorción normalizado a 440 nm A (adimensional) en la estación 26 de la BSQ. Cada línea corresponde a la absorción promedio de cada día de muestreo. La flecha morada muestra el hombro a los 410 nm, la flecha roja muestra el hombro de los 460 nm y la flecha verde el hombro de los 480 nm.

5.5.2.2. Coeficiente específico de absorción del fitoplancton [$a_{ph}^*(\lambda)$]

El $a_{ph}^*(440)$ se encontró entre los intervalos de 0.019 y 0.039 $\text{m}^2 (\text{mg ChlaT})^{-1}$ (Fig. 28) el cual tiene aumentar durante mareas vivas (Fig. 29). Mientras que el $a_{ph}^*(675)$ se presenta entre los 0.0098 y 0.012 $\text{m}^2 (\text{mg ChlaT})^{-1}$ (Fig. 28), sin ninguna tendencia a lo largo del muestreo (Fig. 29).

5.5.2.3. Razón $a_{ph}(440)/a_{ph}(675)$

La razón $a_{ph}(440)/a_{ph}(675)$ tiende a ser mayor en el refluo que en flujo hasta el día 13 de octubre (mareas muertas y transición de marea) con valores promedio de 2.0 para el flujo y 2.4 para el refluo. A partir de ese día (mareas vivas) los valores en flujo (3.09) son más elevados que en refluo (2.81) (Fig. 30).

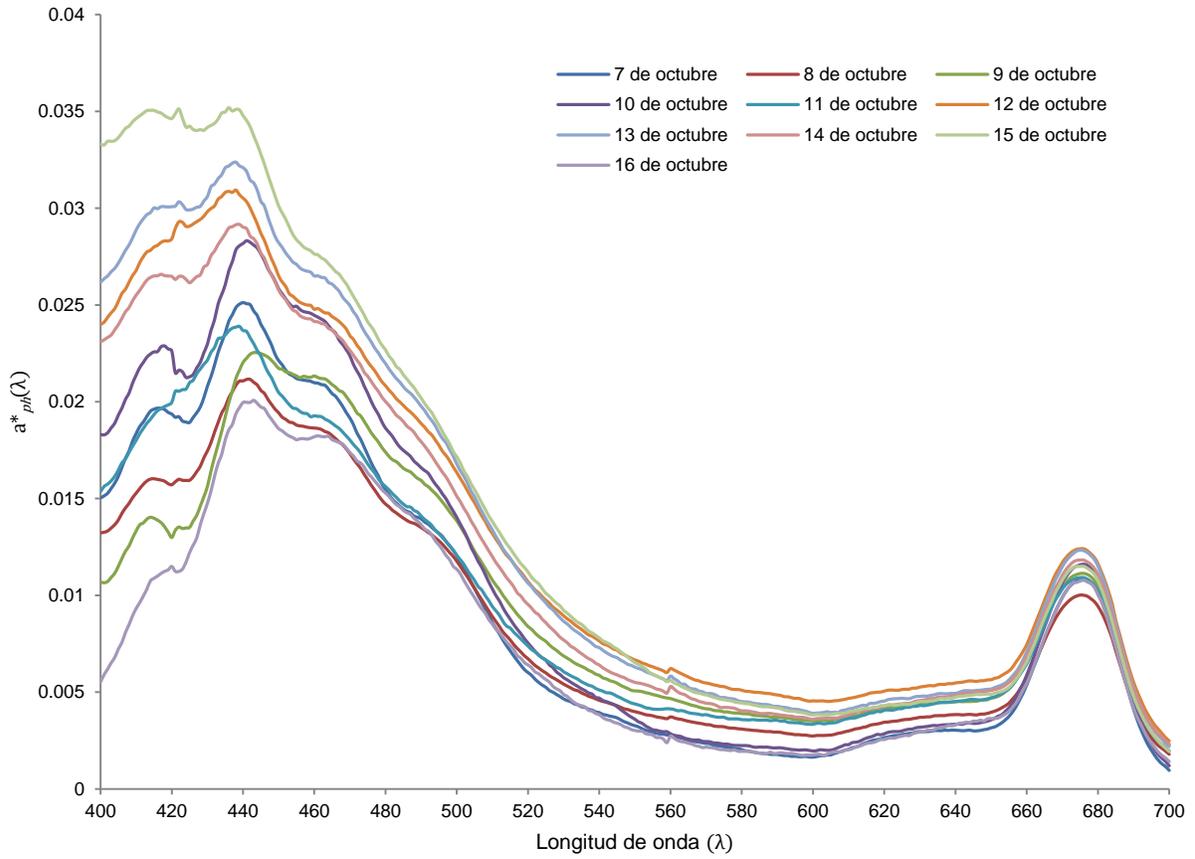


Figura 28 Variación temporal del $a^*_{ph}(\lambda)$ [$m^2(mg\ ChlaT)^{-1}$] en la BSQ. Cada línea corresponde a la absorción específica promedio de cada día de muestreo.

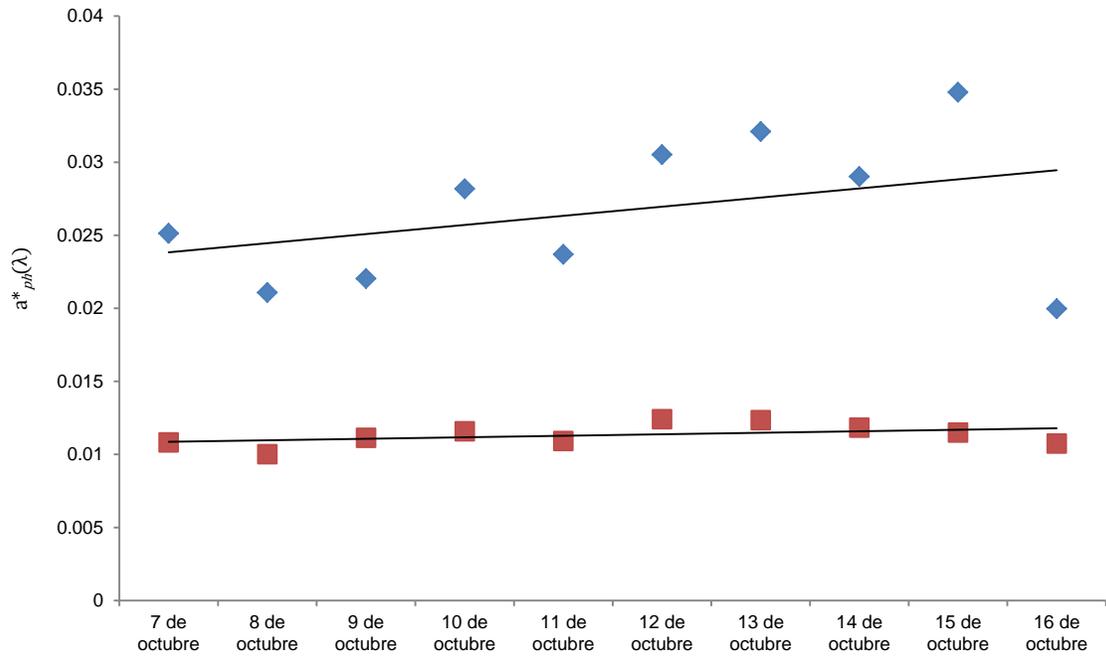


Figura 29 Valores promedio durante la serie de tiempo $a^*_{ph}(440)$ (rombos) y $a^*_{ph}(675)$ (cuadrados) [$m^2(\text{mg Chl a T})^{-1}$] en la BSQ. La línea corresponde a la tendencia del promedio de cada día de muestreo.

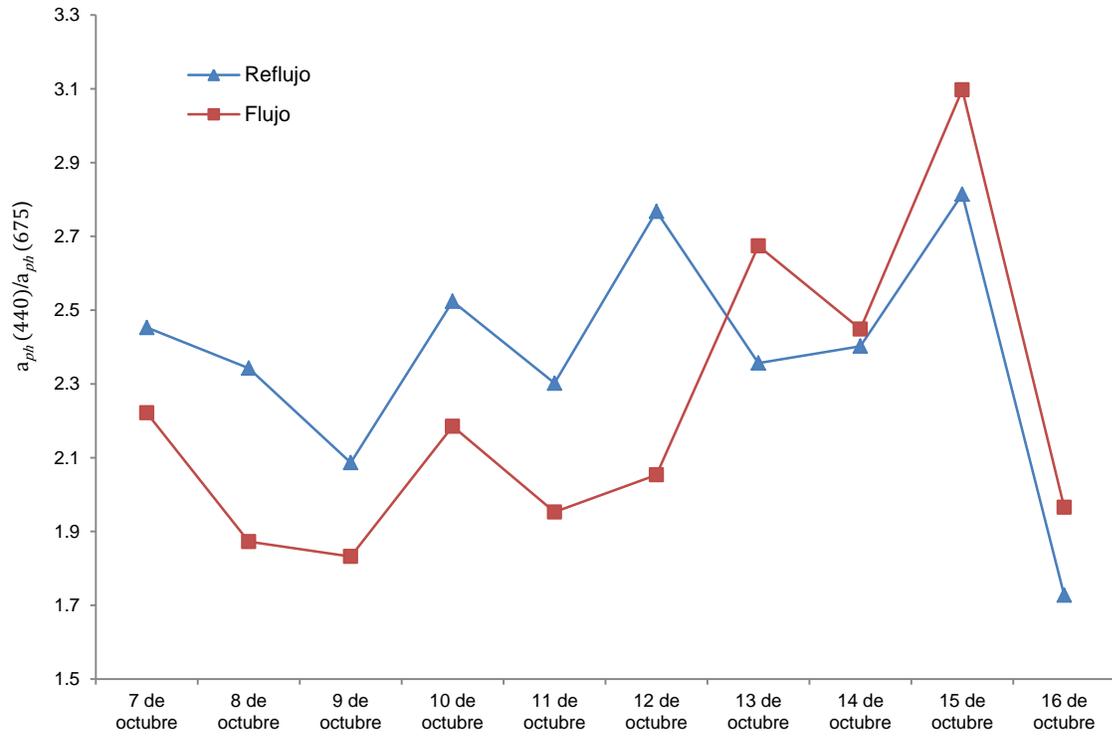


Figura 30 Razón $a_{ph}(440)/a_{ph}(675)$ del flujo y reflujo de marea en la serie de tiempo en la BSQ.

6. DISCUSIÓN

6.1. Caracterización de las condiciones hidrográficas

En BSQ para el periodo de muestreo de octubre del 2004, la temperatura y salinidad fueron menores en la región de la boca y se incrementa hacia los extremos, aunque en menor grado en la zona C que en la B (Fig. 3). Estas características pueden atribuírsele al poco intercambio de agua con el mar adyacente durante el ciclo de marea. Además, para esta época se presenta un debilitamiento de la surgencia (Hernández-López, 2009) y por lo tanto las temperaturas son más altas. En tanto, en los extremos de la bahía, los tiempos de residencia del agua son entre 8 a 12 días (Hernández-López, 2009), causando un incremento en las temperaturas y debido a la evaporación un aumento en la salinidad (Lara-Lara y Álvarez-Borrego, 1975).

La temperatura y salinidad en nuestro estudio presentó poca variación comparadas con los resultados de Millán-Núñez *et al.* (1982) y Moreno-Miranda (2007). Esto puede deberse al debilitamiento de la surgencia para la época de octubre, como se mencionó anteriormente, así como a la disminución de los vientos, causando la estratificación en la columna del agua y por tanto, altos valores de temperatura en la superficie del agua.

En la serie de tiempo (Fig. 4), la temperatura y la salinidad fueron mayores a lo observado por Millán-Núñez *et al.* (1982) y Frías-Velazco (2008), ya que para la época de mayo-junio hay una fuerte influencia de las aguas frías y con poca salinidad de la Corriente de California que entran a la bahía por el efecto de las mareas, la surgencia y el viento. Sin embargo, la temperatura en la serie de tiempo tendió a disminuir cuando se presentaron mareas vivas y en reflujos de marea, lo que concuerda con lo reportado por Lara-Lara *et al.* (1980). Por otro lado, el aumento de la temperatura se debe a que el agua que proviene de la

parte más interna de la zona C, tiene una temperatura hasta de 22 °C con un tiempo de residencia hasta de 12 días (Hernández-López, 2009), cuando esta agua baja durante el reflujó en mareas muertas hace que la temperatura en la estación fija sea mas alta. En tanto, el agua en esta estación tiende a disminuir al presentarse la mayor amplitud de marea, ya que el agua del mar adyacente que entra a la bahía presenta menor temperatura alcanzado ambos extremos de la bahía.

6.2. Estructura de la comunidad fitoplanctónica

La abundancia de células por litro estimadas mediante el microscopio invertido para este estudio en el mes de octubre del 2004 fue cinco veces menor a lo reportado por Moreno-Miranda (2007) para mayo-junio del 2004. Sin embargo, los grupos fitoplanctónicos que dominan en ambos periodos de muestreo son las dinofitas y las bacilariofitas (Fig. 5). Estas bajas abundancias se deben al cambio en las condiciones físico-químicas (temperatura, salinidad, marea y nutrientes) que se presenta en el interior de la bahía, así como en el mar adyacente. Como se mencionó anteriormente, la temperatura y salinidad son mayores para el muestreo de octubre del 2004, así como el debilitamiento de la surgencia, el viento y la marea, lo que posiblemente causó un cambio en la abundancia y estructura de la comunidad fitoplanctónica.

Durante el periodo de estudio, las dinofitas, bacilariofitas y cianofitas fueron los grupos del fitoplancton más abundante de la bahía, en especial en la zona A. Las altas abundancias en esta zona se deben a la presencia y el intercambio constante de agua con el océano adyacente, el cual provee agua con baja temperatura, salinidad y con mayores concentración de nutrientes. Caso contrario se presenta en las zonas B y C, donde los tiempos de residencia son altos (Hernández-López, 2009), lo que produce valores más altos de temperatura y

salinidad y una disminución de los nutrientes. Este cambio en los procesos físico-químicos hace que el metabolismo de la célula sea bajo y por consecuencia su proceso de reproducción se disminuya. Adicionalmente, en las zonas B y C al presentarse el mayor grado de turbidez provoca que el sedimento se resuspenda y evite la penetración de la luz (Millán-Núñez *et al.*, 1982) y por tanto se observen bajas abundancias fitoplanctónicas en los extremos.

Dentro de las tres zonas, la zona C presenta las más bajas abundancias y grupos fitoplanctónicos, lo que puede deberse a los cultivos de ostión japonés *Crassostrea gigas* presente en Bahía Falsa. Se ha reportado que los cultivos de ostiones están asociados al déficit de la biomasa fitoplanctónica y Chl *a* hasta un 44% en lugares donde se presentan largos tiempos de flujo de agua y una alta densidad de bivalvos (Souchu *et al.*, 2001), ya que estos organismos se alimentan de células mayores a 1 μm los cuales pueden ser retenidos por sus branquias (Dupuy *et al.*, 2000). Sin embargo, Montes-Hugo y Alvarez-Borrego (2007), indican que la biomasa de fitoplancton y la productividad primaria de BSQ, parece ser aún controlada por factores naturales (*e.g.* temperatura, pastoreo) y no tanto por el impacto que produce el cultivo de los ostiones, como si en otros estuarios.

La sucesión fitoplanctónica descrita por Margalef (1978) para zonas de surgencia, establece que un afloramiento de bacilariofitas puede crecer en condiciones de alta turbulencia y energía. Posteriormente, estas células se hunden fuera de la zona fótica y son reemplazadas por bacilariofitas de mayor tamaño, microflagelados y grandes dinofitas. En nuestro estudio se observó que la abundancia de las bacilariofitas fue menor a lo reportado para la época de mayo-junio del 2004, lo que se debe a la disminución del periodo de surgencia la cual trae una gran concentración de nutrientes esenciales para el crecimiento de las bacilariofitas. Al no presentarse una alta concentración de nutrientes hace que organismos como las dinofitas se desarrollen, ya que estos organismos no requieren de altos niveles de nutrientes para su crecimiento. Adicionalmente, la disminución del grupo de las bacilariofitas hacia los extremos

de la bahía para la época de octubre de 2004, se debe al aumento en la tasa de disolución del ópalo biogénico asociado a un incremento en la temperatura y a la actividad bacteriana (Hernández-López, 2009).

El grupo de las cianofitas y bacilariofitas fueron más abundantes en la serie de tiempo (Fig. 11) que en el muestreo espacial (Fig. 7). Moreno-Miranda (2007) y Millán- Núñez *et al.* (1982) describen que las bacilariofitas fueron más abundantes que los dinofitas en épocas de surgencia y durante mareas vivas, lo que concuerda con el presente estudio donde las bacilariofitas fueron más abundantes en mareas vivas y durante la transición de marea.

Los grupos prasinofitas y rafidofitas no fueron muy representativos en la bahía ya que estos son organismos del picoplancton los cuales son difíciles de observar en microscopio invertido. Sin embargo, en el muestreo espacial estos organismos tienden a ser más abundantes hacia la parte de la boca, y en la serie de tiempo las rafidofitas se observaron durante el reflujó de mareas vivas y las prasinofitas en el flujo de marea (Fig. 6 y 11). Sin embargo, por medio del CHEMTAX el grupo de las prasinofitas fueron descritas, este punto se discutirá más adelante.

Millán-Núñez *et al.* (1982), reportó en la estación fija de Molino Viejo (Estación 20) que las bacilariofitas fueron más abundantes que las dinofitas durante las surgencias y en condiciones de mareas vivas. Posteriormente, Millán-Núñez *et al.* (2004b) obtuvieron que los géneros *Nitzchia* y *Cocconeis* son los taxa más dominantes al interior de la bahía alcanzando más del 70 % de la abundancia total. Por otro lado, Montes-Hugo y Álvarez-Borrego (2007) concluyeron que la bacilariofita *Cocconeis* y la dinofita *Prorocentrum* dominaron el ensamblaje de microfítóplacton de Bahía Falsa durante las muestras de 1999 y 2000. Para octubre del 2004 lo observado fue diferente, donde las bacilariofitas *Mastogloia* y *Fragilariopsis* y las dinofitas *Scrippsiella* y *Ceratium* fueron los más abundantes en la serie de tiempo. Estos

resultados dejan ver que la composición taxonómica, por lo menos a nivel género de la comunidad de fitoplanctónica en BSQ, varía más dependiendo de las condiciones hidrográficas según la época del año.

En forma general las bacilariofitas dominan la comunidad fitoplanctónica en la BSQ, en especial las bentónicas. Estas bacilariofitas se encuentran en la capa superficial del sedimento (Hernández-Becerril y Álvarez-Borrego, 1983) y en la superficie de las hojas de los pastos marinos (Siqueiros-Beltrones y Ibarra-Obando, 1985), donde son transportados a la columna de agua por la resuspensión. Hernández-Becerril y Álvarez-Borrego (1983), en un estudio de la composición específica de las bacilariofitas en sedimentos superficiales, encontraron que el 88 % del grupo lo constituyen las bacilariofitas penadas y el 12 % las centricas. Para octubre del 2004 se observaron 16 bacilariofitas penadas (56 %) y 13 bacilariofitas céntricas (44 %), como respuesta a que la columna del agua estuvo homogénea durante el tiempo de muestreo.

La cantidad de C presente en las células fitoplanctónicas nos da una idea general de la biomasa fitoplanctónica de una muestra de agua. Por tanto, se puede observar que la cantidad de C por célula es mayor en el grupo de las dinofitas que en las bacilariofitas, tanto para el muestreo espacial como para la serie de tiempo. Strathmann (1967) sugiere que el contenido de C de las bacilariofitas es menor a las de la dinofitas, debido a que las mediciones que el utilizó para estimar la regresión entre el biolumen y la cantidad de C se basaron en las mediciones de la vacuola celular, ya que las mediciones de forma geométrica pueden sobre o subestimar el volumen celular. Sin embargo, estudios posteriores como los de Montagnes *et al.* (1994), Menden-Deuer y Lessard (2000) y Montagnes y Franklin (2001) no observan diferencias significativas entre los dos grupos. Sin embargo al hacer experimentos en cultivos vieron diferencias en cuanto al tipo de fijación, ya que puede crear alteraciones en el volumen celular, ya sea que aumente o disminuya el tamaño celular. Adicionalmente observaron, el modo de conteo celular, ya sea a por contadores celulares o microscopia invertida, puede crear

sobre o subestimaciones en el volumen de la célula debido a las distorsiones ópticas en cualquiera de estos dos tipos de conteo.

La razón entre C:Chl *a* para el muestreo espacial estuvo entre los 0.0052 y 2.741 $\mu\text{g C } \mu\text{g}^{-1} \text{ Chl } a$ (Fig. 31a), a comparación de la serie de tiempo donde la C:Chl *a* se presentó entre los 0.00075 y 0.196 $\mu\text{g C } \mu\text{g Chl } a^{-1}$ (Fig. 31a). En el muestreo espacial la C:Chl *a* tiende a ser alta en la zona A y disminuye hacia los extremos (Fig. 31b), donde la temperatura y la Chl *a* por célula tiende a ser alta. Sin embargo la abundancia fitoplanctónica y la cantidad de carbono en los grupos fitoplanctónicos fue menor. En la serie de tiempo, C:Chl *a* fueron altos en transición de la marea y al final de marea viva, por consiguiente C:Chl *a* no muestra una relación con los ciclos de marea (Fig. 32b), donde la temperatura tiende a disminuir, así como la Chl *a* por célula en mareas vivas es baja. Estudios en otras regiones, estipulan que la C:Chl *a* varía dependiendo de la temperatura, los nutrientes y la luz (Geider, 1987; Llewellyn *et al.*, 2005, Eker-Develi *et al.*, 2008), esto es cuando se presentan bajas irradiancias especialmente con bajas temperaturas y bajos niveles de nutrientes, la C:Chl *a* es alta. Estas razones no se cumplen para nuestro estudio, lo que se podría relacionar a los nutrientes, los cuales en nuestro estudio no los tenemos estipulados. Adicionalmente, los organismos del pico y nanoplanctón que no se encontraron mediante los conteos por microscopio invertido lo que puede crear una subestimación en la cantidad de C al interior de la bahía.

En el grupo de las dinofitas, la C:Chl *a* fue mayor en la zona A hasta de 0.99 $\mu\text{g C } \mu\text{g Chl } a^{-1}$ y tiende a disminuir hacia los extremos hasta los 0.0009 $\mu\text{g C } \mu\text{g Chl } a^{-1}$ (Fig. 31b). Esta alta cantidad de C, se debe a la alta abundancia y cantidad C de *Ceratium*, con 5.52 $\mu\text{g C}$ (Tabla III) y 21940 cel L^{-1} , respectivamente. Caso contrario ocurre con la serie de tiempo, donde, la C:Chl *a* de las dinofitas presentan una cantidad de C de 0.1108 $\mu\text{g C } \mu\text{g Chl } a^{-1}$ en mareas vivas, hasta de 0.0003 $\mu\text{g C } \mu\text{g Chl } a^{-1}$ (Fig. 32b), donde el género *Scrippsiella* presenta la mayor abundancia (12220 cel L^{-1}) con una cantidad de C de 1.251 $\mu\text{g C}$ (Tabla IV).

La razón C:ChlaT en las bacilariofitas, para el muestreo espacial fue mayor en la zona B ($0.179 \mu\text{g C } \mu\text{g Chl } a^{-1}$) que en la zona A, donde se presenta el menor valor ($0.0012 \mu\text{gC } \mu\text{g}^{-1} \text{ Chl } a^{-1}$) (Fig. 32b). Esta diferencia se le puede atribuir a que el género *Rhizosolenia* presenta la mayor abundancia en la zona B con 440 cel L^{-1} y cantidad de C de $0.433 \mu\text{g C}$. Por otro lado, la C:ChlaT de las bacilariofitas en la serie de tiempo fue mayor en el segundo día de muestreo con $0.01 \mu\text{g C } \mu\text{g Chl } a^{-1}$. Sin embargo, no hay una tendencia clara entre mareas muertas y vivas, pero si hay una relación con flujo y reflujos. Dentro de este grupo el género *Navicula* presenta la mayor cantidad de C ($0.071 \mu\text{g C}$). No obstante, *Navicula* no fue el más abundante, pero si el que presenta mayor biovolumen en comparación a *Nitzchia* (Tabla I), el cual fue el género más abundante dentro de las bacilariofitas.

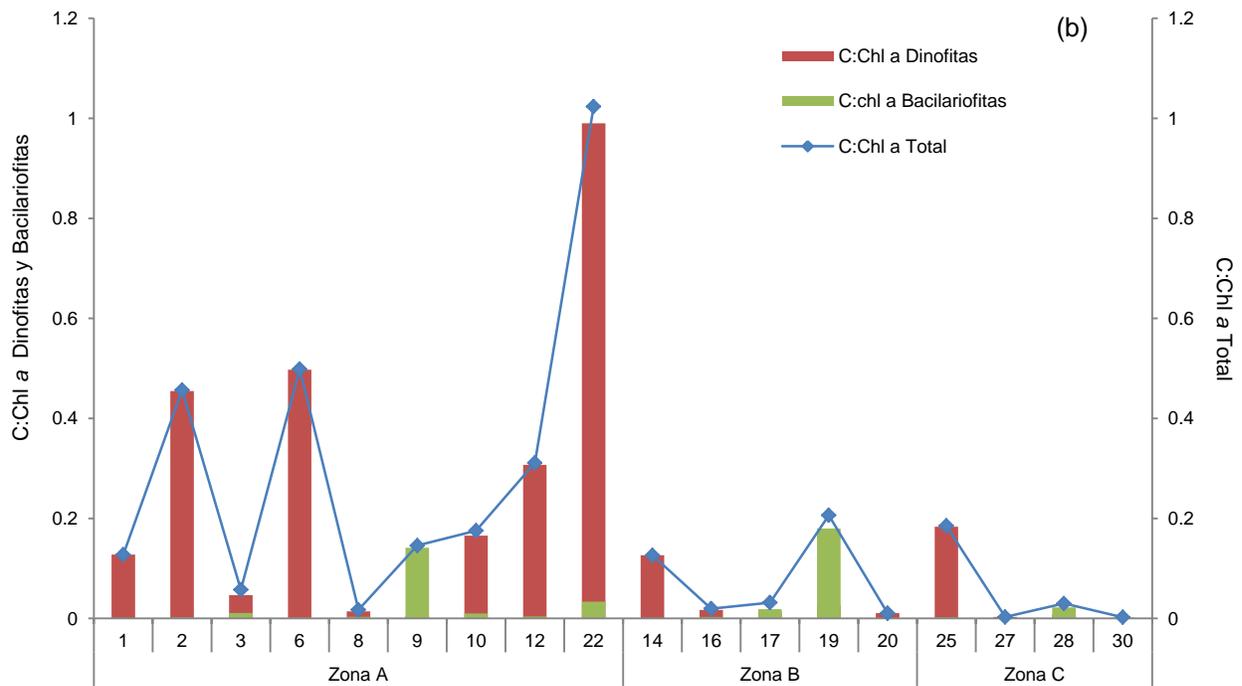
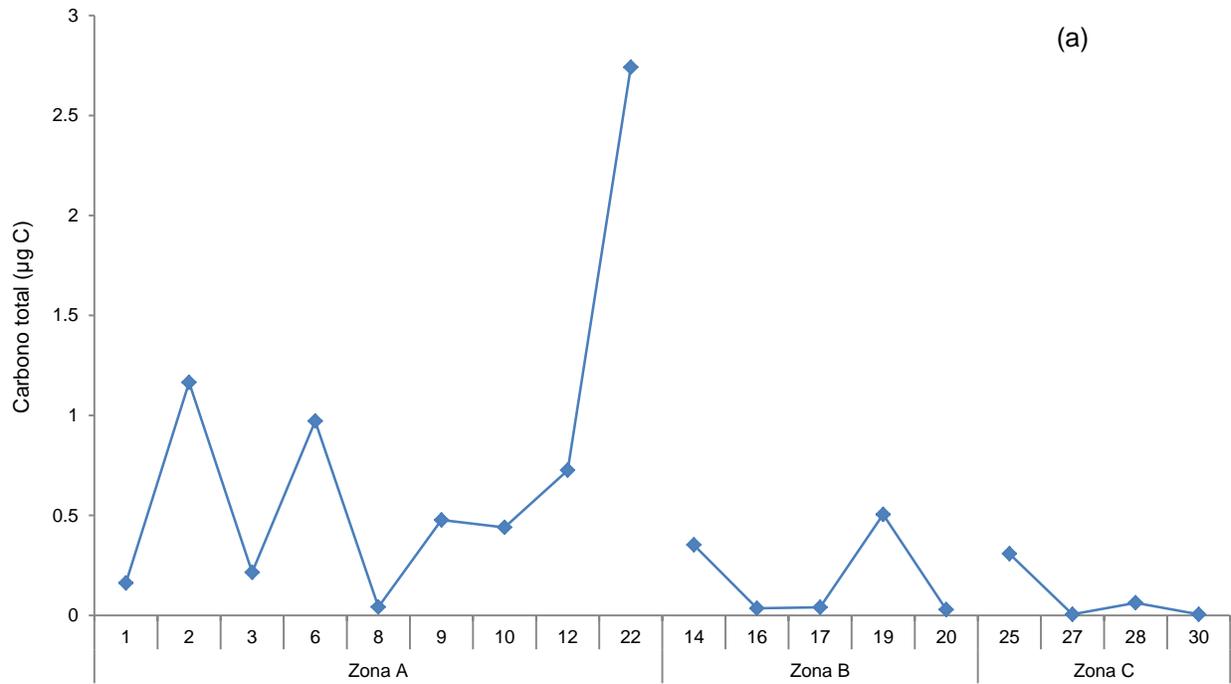


Figura 31 (a) Carbono total ($\mu\text{g C}$) en cada estación del muestreo espacial de BSQ. (b) razón C:Chl a ($\mu\text{g C } \mu\text{g Chl a}^{-1}$) total, de las dinofitas y bacilariofitas en cada una de las zonas de BSQ.

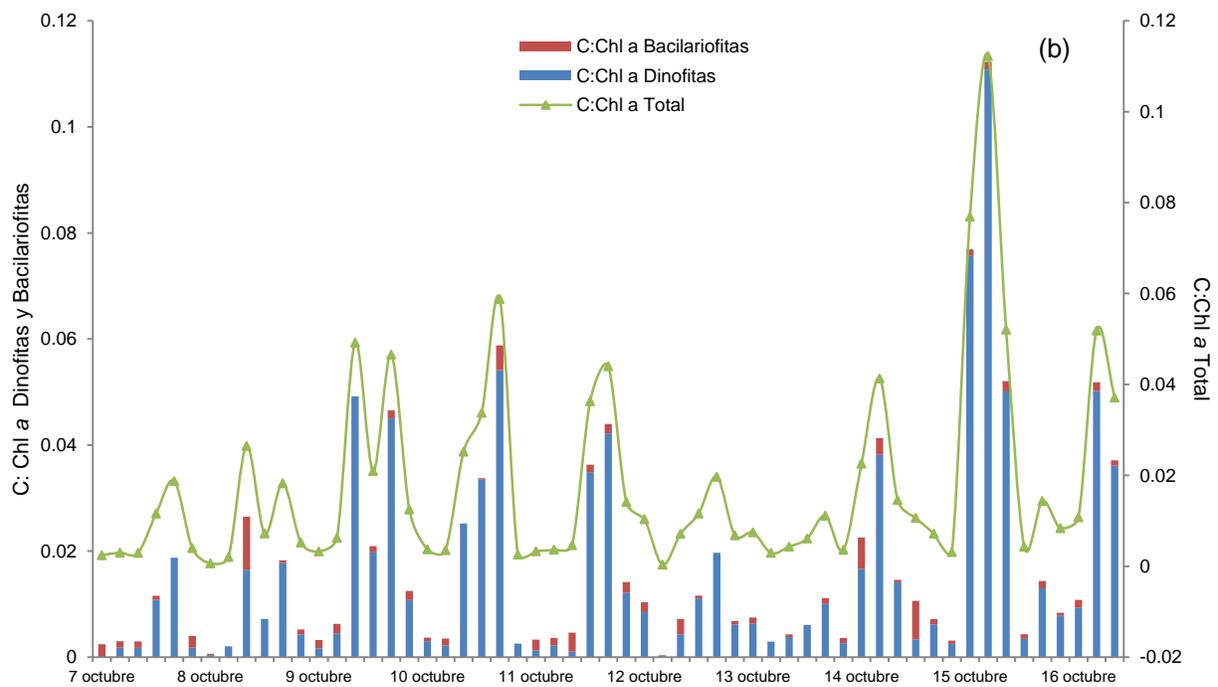
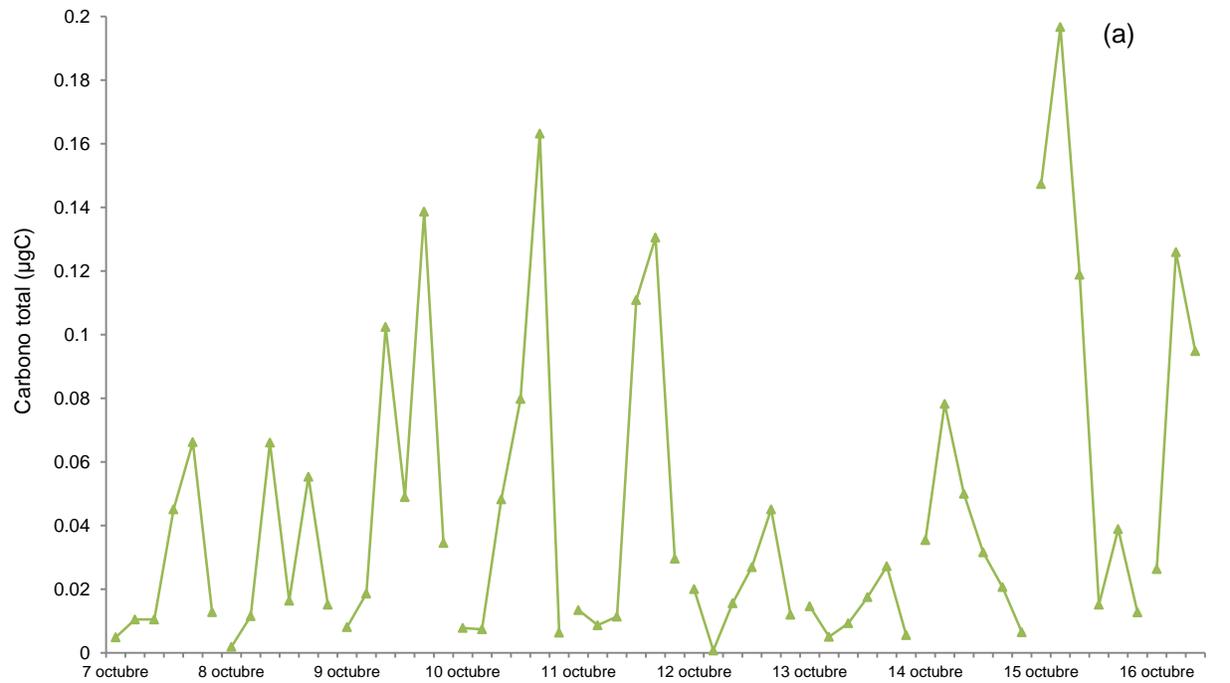


Figura 32 (a) Carbono total ($\mu\text{g C}$) en la serie de tiempo de BSQ. (b) razón C:Chl a ($\mu\text{g C } \mu\text{g Chl a}^{-1}$) total, de las dinofitas y bacilariofitas en la serie de tiempo de BSQ.

6.3. Pigmentos fotosintéticos

La ChlaT en el periodo de muestreo espacial varió entre 0.92 y 4.32 $\mu\text{g L}^{-1}$ (Fig. 13), con una tendencia a disminuir hacia los extremos de Bahía Falsa y Bahía San Quintín. Estos resultados concuerdan con lo reportado por Lara-Lara y Álvarez-Borrego (1975), Millán-Núñez *et al.* (1982), Millán Núñez *et al.* (2004b), Moreno-Miranda (2007). Sin embargo, las concentraciones para la época de primavera duplican a lo reportado para octubre. Estas bajas concentraciones de ChlaT en octubre, pueden deberse a las bajas abundancias fitoplanctónicas para esta época de año, así como la diferencia de las condiciones hidrográficas entre ambas épocas el año, como se mencionó anteriormente.

Cuando se observa la concentración de ChlaT por célula (Fig. 33a), los valores en la zona A tienden a aumentar hacia el interior de la bahía. Adicionalmente, en las zonas B y C se presenta una tendencia a aumentar hacia los extremos de cada uno de los brazos, donde, la alta concentración de Chl *a* por célula, representa un mecanismo de fotoaclimatación en respuesta a la alta turbidez y a la poca penetración de la luz que se presentan en los extremos de la bahía (Millán-Núñez *et al.*, 1982).

En la serie de tiempo la ChlaT tiende a decrecer en mareas vivas y presentar concentraciones altas en reflujos (Fig. 17). Estos resultados concuerda con los trabajos de Millán-Núñez *et al.* (1982) y Millán Núñez *et al.* (2004b), donde ellos concluyen que la concentración de Chl *a* y ChlaT muestran una clara asociación con la marea.

La ChlaT por célula de la serie de tiempo no muestra un patrón claro en mareas vivas o muertas (Fig. 33b), sin embargo las mayores concentraciones se presentaron durante el reflujo. El reflujo de marea hace que el agua de la columna se vuelva turbia, con una baja penetración de la luz, lo que implica que la célula fitoplanctónica se adapte a estas condiciones aumentando el contenido de ChlaT por célula (Millán-Núñez *et al.*, 1982).

En forma general se observó que las concentraciones de pigmentos carotenoides fueron mayores en la zona de la boca que las encontradas al interior de Bahía San Quintín y Bahía Falsa. Los observado para octubre del 2004 concuerda con los trabajos de Millán-Núñez *et al.* (2004b), Moreno-Miranda (2007) y Frías-Velasco (2008) siendo como resultado de que en la zona de la boca la abundancia de fitoplancton es mayor que al interior de ambas bahías (Lara-Lara *et al.*, 1980; Millán-Núñez *et al.*, 1982; Millán-Núñez *et al.*, 2004b y Moreno-Miranda, 2007).

La concentración de fucoxantina concuerda con la abundancia de las bacilariofitas. La fucoxantina para toda la bahía fue constante y con valores altos hasta de $0.7 \mu\text{g L}^{-1}$ para la estación 19 de la zona B (Fig. 14a), sin embargo en la zona C, se presenta una disminución posiblemente debido a dos factores: uno es que las bacilariofitas no solamente presentan el pigmento de la fucoxantina sino también los grupos crisofitas y haptofitas (Jeffrey *et al.* 1997) y dos es que la concentración de fucoxantina por célula fue mayor en algunas estaciones (Fig. 34), por tanto encontramos altas concentraciones en estaciones en donde la densidad celular de este grupo fue relativamente baja.

La clorofila *b* presenta la misma tendencia que la ChlaT, lo que concuerda con los resultados obtenidos por Millán-Núñez *et al.* (2004b) y Moreno-Miranda (2007), no obstante el valor más alto de clorofila *b* reportado por Moreno-Miranda (2007) es mayor (0.86 mg m^{-3}) a lo observado en el presente estudio ($0.57 \mu\text{g L}^{-1}$) (Fig. 14b). En la serie de tiempo la clorofila *b* no presenta la misma tendencia a la ChlaT, ya que la clorofila *b* tiende a aumentar en mareas vivas, contrario a los resultados de Frías-Velasco (2008). Sin embargo, Millán-Núñez *et al.* (2004b) reportaron que la variación de la clorofila *b* es directa con el nivel del mar, siendo las mayores concentraciones durante la transición de marea a mareas vivas. La clorofila *b* también se encuentra en el grupo de las prasinofitas, sin embargo este grupo tiene como pigmento específico la prasinoxantina (Jeffrey *et al.*, 1997), el cual se encontró en concentraciones muy

bajas, por lo que podemos inferir su poca presencia como poco significativa en BSQ y que la variabilidad de la clorofila *b* se debe a la presencia del grupo de las clorofitas.

Lionard *et al.* (2008) sugiere que las plantas vasculares contiene pigmentos como la clorofila *b* y la luteína. Los estuarios en general reciben aportes de detritus de plantas vasculares, así como de los gametos y esporas de la macrofitas *Ulva* spp y *Zostera marina*, como es el en la caso de BSQ (Zertuche *et al.*, 2009). Aveytua-Alcázar *et al.* (2008) y Zertuche-González *et al.* (2009) reportaron que *Ulva* spp está presente en BSQ durante todo el año y que su biomasa presenta una variación estacional significativa, siendo mayor durante junio-julio donde su producción suele ser regulados por la disponibilidad de nitrógeno. En tanto, *Z. marina* presenta su mayor biomasa en los meses de septiembre y octubre, cuando la producción suele ser regulada por la irradiación, temperatura y disponibilidad de nutrientes del medio ambiente (Zertuche-González *et al.*, 2009). Las células reproductivas de *Ulva* spp presentan dos flagelos que les permite moverse e incrementar su dispersión (Beach *et al.*, 1995), lo que nos puede dar una explicación de las altas concentraciones de clorofila *b* en mareas vivas (Fig. 18a).

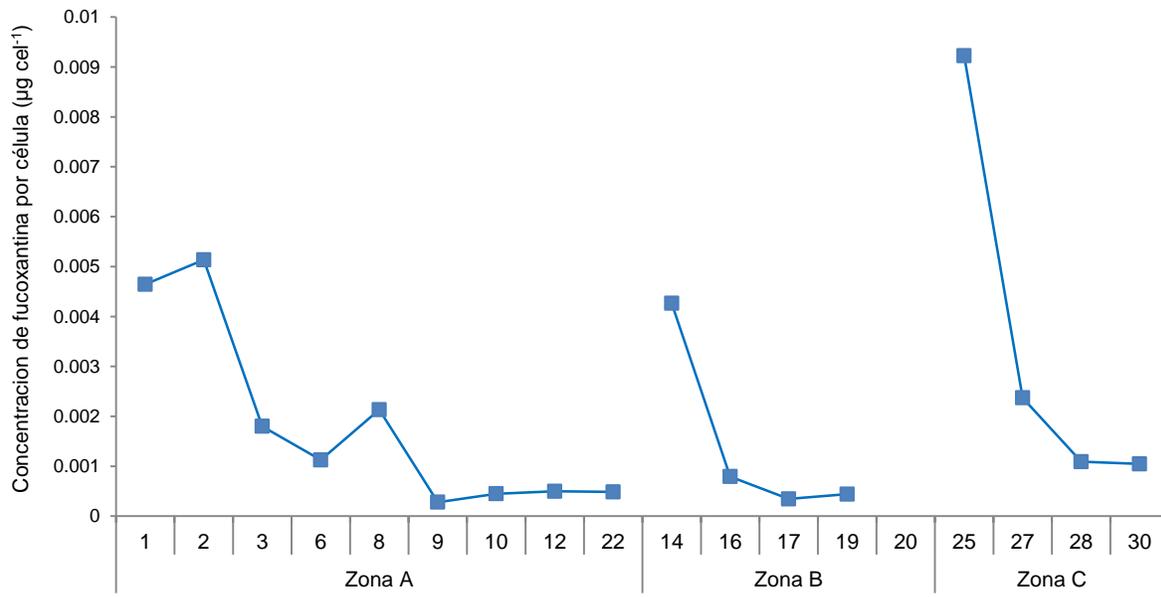


Figura 34 Concentración de fucoxantina por célula ($\mu\text{g cel}^{-1}$) del muestreo espacial en BSQ.

En el muestreo espacial y en la serie de tiempo la concentración de aloxantina presenta la misma tendencia que la ChlaT (Fig. 14c y 18a) y similar a lo reportado por Millán-Núñez *et al.* (2004), Moreno-Miranda (2007) y Frías-Velasco (2008). Millán-Núñez *et al.* (2004b) sugirieron que debido a la alta densidad celular y concentración de aloxantina en la zona, las criptofitas son organismos dominantes en la estructura fitoplanctónica de la bahía, sin embargo estos organismos no se observaron mediante microscopia invertida, caso contrario con Moreno-Miranda (2007) que llegó a observar abundancias hasta de $250 \times 10^3 \text{ cel L}^{-1}$ hacia los extremos de la bahía.

La peridinina, pigmento específico de las dinofitas, presenta la misma tendencia que la abundancia de dinofitas observadas por microscopio invertido, tanto para el muestreo espacial como en la serie de tiempo (Fig. 6 y 11b). La peridinina presenta las máximas concentraciones en la zona de la boca lo que concuerda con las mayores abundancias de dinofitas, este mismo comportamiento se observó en el trabajo de Moreno-Miranda (2007).

La 19'hexanoloxyfucoxantina es el pigmento característico de las haptofitas, fue mayor en la boca debido posiblemente a dos razones: la primera es que la 19'Hexanoloxyfucoxantina también se presentan en algunos géneros de las dinofitas, ya que la abundancia de este grupo fue alta en la zona A y la segunda es que la haptofitas están adaptadas a las altas concentraciones de amonio (Lewitus *et al.* 1998). Esto concuerda con los promedios encontrados para la BSQ donde los valores de amonio en la boca son hasta de $5.65 \mu\text{M}$ y hacia los extremos hasta de $3.92 \mu\text{M}$ en mareas muertas (Camacho-Ibar, *comm pers*, 2010).

La prasinoxantina presenta la misma tendencia de la ChlaT en el muestreo espacial, sin embargo en las serie de tiempo la prasinoxantina tiende a aumentar en mareas vivas en tanto la Chl a disminuye (Fig. 16a y 18c). Por medio del microscopio se pudieron confirmar la presencia del grupo de las prasinofitas con los géneros *Halosphaera* y *Nephroselmis* (Fig. 7c).

Millán-Núñez *et al.* (2004b) reportaron que la concentración de prasinoxantina no superan los $0.02 \mu\text{g L}^{-1}$, sin embargo en el presente estudio las concentraciones máximas fueron hasta de $0.078 \mu\text{g L}^{-1}$ en transición de marea en la zona de la boca. Moreno-Miranda (2007) y Frías-Velasco (2008) reportan también valores bajos de prasinoxantina, por tanto las altas concentraciones de prasinoxantina se debe a las condiciones de marea y surgencia en la época de otoño.

La zeaxantina es el pigmento característico de las cianofitas, el cual presenta la misma tendencia de la ChlaT en el muestreo espacial (Fig. 16b). Adicionalmente se confirma la presencia de la zeaxantina en la bahía ya que se observaron por microscopio invertido los géneros *Microcystis*, *Oscillatoria*, *Schizothrix* y *Trichodesmium*. Millán-Núñez *et al.* (2004b) reportan que la zeaxantina presenta las mayores concentraciones durante el flujo y menores en el reflujó, lo que concuerda con los resultados en el presente estudio, sin embargo muestra poca variación durante toda la serie de tiempo con valores alrededor de $0.04 \mu\text{g L}^{-1}$ (Fig. 18c).

El pigmento divinil clorofila *a* presentó bajas concentraciones y una distribución muy irregular entre estaciones y en la serie de tiempo (Fig. 16a y 18b), lo que concuerda con los estudios de Millán-Núñez *et al.* (2004b), Moreno-Miranda (2007) y Frías-Velasco (2008). El divinil clorofila *a* presentó la misma tendencia que la ChlaT en el muestreo espacial y durante marea muerta en la serie de tiempo. La presencia de divinil clorofila *a* sugiere la presencia de *Prochlorococcus* sp. (Cailliau *et al.*, 1996; Jeffrey *et al.*, 1997), por tanto de este pigmento ha mejorado la comprensión del papel del picoplancton en el ecosistema marino en especial en la BSQ, ya que desde el trabajo de Millán-Núñez *et al.* (2004b) se han permitido separar a *Prochlorococcus* sp. del resto de las cianobacterias (Millán-Núñez *et al.*, 2004b). Adicionalmente, la presencia de *Prochlorococcus* sp. implica la presencia de aguas oligotróficas al interior de la bahía.

La feofitina presentó un comportamiento inverso que la Chl a T en el muestreo espacial (Fig. 15c), sin embargo en la serie de tiempo esta tiende a aumentar en mareas vivas mientras que Chl a T disminuye (Fig. 18c), lo que nos indica que hay una degradación de la Chl a posiblemente por el pastoreo y por organismos filtradores que se encuentran en cultivo. Además, por la resuspensión de las células degradadas en la columna del agua durante mareas vivas.

Al agrupar los PFS en el muestreo espacial (Fig. 35a), se observó que estos aumentan hacia el interior la bahía, debido a la mayor turbidez del agua producido por la corriente de marea, lo que lleva a una resuspensión de material del sustrato en la columna del agua, disminuyendo la penetración de la luz y por consecuencia hace que la célula fotosintética produzca más PFS para poder llevar a cabo los procesos fotosintéticos. Los PFS que se presenta en mayor proporción fueron la clorofila c , la fucoxantina y la clorofila b . Los PFP se presentan en menor concentración, con una ligera tendencia a disminuir hacia el interior de la bahía (Fig 35a), donde los pigmentos más representativos fueron α -caroteno, aloxantina, diadinoxantina y zeaxantina.

En la serie de tiempo los PFS no presentaron una tendencia marcada como en el muestreo espacial (Fig. 35b), aunque se observa un incremento hacia mareas vivas, como respuesta a la turbidez por el flujo y reflujos de marea, adicionalmente por la distribución de la abundancia del fitoplancton de manera heterogénea. Dentro de este grupo de pigmentos, los que presentaron mayor concentración fueron la clorofila b , fucoxantina y clorofila c_2 . Los PFP presentan una ligera tendencia a decrecer en mareas vivas (Fig. 35b), debido a la mayor turbidez por tanto menos luz, lo que hace que las células fotosintéticas no produzcan esta clase de pigmentos ya que la cantidad de luz es baja. Los PFP más representativos fueron aloxantina, α -caroteno, diadinoxantina y zeaxantina.

6.4. CHEMTAX

La estimación del porcentaje de contribución al total de Chl *a* para cada uno de los grupos fitoplanctónicos se basaron en razones de pigmentos reportados en la literatura. Millán-Núñez *et al.* (2004) sugirieron que las razones de pigmentos que se usen en CHEMTAX sean de las especies del fitoplancton presentes en el área de estudio ya que las razones de pigmentos de un grupo en particular puede variar dependiendo de las condiciones físicas y químicas del agua de mar (Mackey *et al.*, 1998).

De los ocho grupos estudiados, la contribución al total de Chl *a* en el presente estudio se obtuvieron en menor porcentaje a lo reportado por Millán-Núñez *et al.* (2004b) y Moreno-Miranda (2007), donde los pigmentos tuvieron mayores concentraciones en la zona de la boca de la bahía, con disminución hacia los extremos. Millán-Núñez *et al.* (2004b) reportan que los que más contribuyeron fueron los grupos criptofitas, cianobacterias, bacilariofitas y clorofitas. Moreno-Miranda (2007) indica que fueron criptofitas, bacilariofitas y clorofitas, en tanto en el presente estudio fueron criptofitas, bacilariofitas y clorofitas.

Entre los muestreos espaciales y la serie de tiempo los porcentajes de contribución de cada grupo variaron, en algunos casos, acorde con las concentraciones de sus pigmentos específicos y con su abundancia. El grupo de las criptofitas presento hasta un 50 y 30% de contribución de Chl *a* en el muestreo espacial y la serie de tiempo respectivamente (Fig. 19c y 22), lo que concuerda con los datos de Millán-Núñez *et al.* (2004b) y Moreno-Miranda (2007). En este estudio, las criptofitas presentaron el mismo comportamiento a la concentración de aloxantina, a pesar de que no se observaron por medio de microscopio invertido. Moreno-Miranda (2007) indicó que la abundancia está relacionada con la concentración de aloxantina y el porcentaje de contribución hasta de un 42%.

El porcentaje de contribución del grupo de las bacilariofitas estuvo en relación a la concentración de fucoxantina y a la abundancia fitoplanctónica (Fig. 19a), sin embargo en la estación 20 se presentó el mayor porcentaje de contribución de ChlaT con un valor promedio del 50%, lo que no corresponde con la abundancia de bacilariofitas observadas en esta estación (Fig.7b). Esta posible sobrestimación puede deberse a que la fucoxantina también está presente en el grupo de las primensiofitas, crisofitas y rafidofitas (Jeffrey *et al.*, 1999), sin embargo, Lionard *et al.* (2008) sugiere que la combinación HPLC-CHEMTAX puede subestimar la importancia de las bacilariofitas y sobreestimar la importancia de otros grupos de algas en el fitoplancton de la comunidad.

Las prasinofitas tienen una relación directa con el pigmento prasinoxantina (Fig. 21a) como es de esperar. Sin embargo su abundancia fitoplanctónica no presenta el mismo comportamiento (Fig. 6a y 11b). Millán-Núñez *et al.* (2004b) y Moreno-Miranda (2007) reportaron hasta un 10% de contribución de prasinoxantina, en tanto en el presente trabajo se reportó hasta un 30 % en mareas vivas con una tendencia a disminuir de la boca hacia el extremo de la zona B y un incremento hacia el extremo de la zona C (Fig.21a). Jeffrey *et al.* (1997) describe que las prasinofitas presentan el pigmento clorofila *b* que también es característico de las clorofitas. La distinción de estos dos grupos radica que las prasinofitas tienen un pigmento específico que es la prasinoxantina y la clorofila *b* se presenta en pequeñas proporciones en este grupo, en tanto en las clorofitas las proporciones de clorofila *b* son mayores. En el presente trabajo, el porcentaje de contribución de las clorofitas en el muestreo espacial presenta una relación con la ChlaT y con la concentración de clorofila *b*, sin embargo en la serie espacial, la concentración de clorofila *b* tiende a aumentar en mareas vivas (Fig. 18a) y el porcentaje de contribución de las clorofitas disminuir (Fig. 22). Por tanto en la serie de tiempo, a pesar de que la clorofila *b* no contribuya en gran proporción en el grupos de las clorofitas, este pigmento ayuda a que la proporción se mayor en el grupo de las prasinofitas.

El porcentaje de contribución de las cianofitas presentó la misma tendencia que la zeaxantina, hasta de un 13% en el muestreo espacial (Fig. 21b) y un valor de 1%, mayor a lo reportado por Millán-Núñez *et al.* (2004b) y Moreno-Miranda (2007), en la variación espacial. El grupo de las haptofitas presenta el mismo comportamiento que el pigmento 19'Hexanoloxyfucoxantina y la concentración de ChlaT, con un porcentaje de contribución hasta del 52% en mareas muertas (Fig. 20b). Hernández-Becerril *et al.* (2001) reporta para Baja California la presencia de haptofitas o coccolitoforidos, donde estos organismos se pueden encontrar en aguas oligotróficas, con las máximas concentraciones en presencia de surgencias.

El grupo de las dinofitas presentó una relación con el pigmento peridinina y la abundancia fitoplanctónica para el muestreo espacial (Fig. 20a), donde el mayor porcentaje de contribución fue del 25% en la zona de la boca y tiende a disminuir hacia los extremos de la bahía. Moreno-Miranda (2007) encontró este mismo comportamiento para la época de Mayo-Junio 2004 con un 15%, lo cual nos indica que hubo una influencia de aguas oceánicas por la presencia de dinofitas. En la serie de tiempo el porcentaje de contribución de las dinofitas fue del 5% y consistente con la peridinina (Fig. 22), sin embargo no concuerda con la abundancia de dinofitas siendo estos más abundantes en transición de marea (Fig. 11b). En investigaciones realizadas en diferentes mares, el porcentaje de contribución de Chl a de las dinofitas no se correlaciona con las observaciones en el microscopio (Irigoien *et al.*, 2004; Llewellyn *et al.*, 2005; Rodríguez *et al.*, 2006; Eker-Develi *et al.*, 2008). Esto podría deberse a la presencia de dinofitas heterótrofos/mixotróficos así como del contenido de pigmento inusuales (fucoxantina, aloxantina, hex-fucoxantina, clorofila *b* en algunos dinofitas (Jeffrey *et al.*, 1997; Eker-Develi *et al.*, 2008).

Las proclorofitas se han reportando en la BSQ desde el trabajo Millán-Núñez *et al.* (2004b) con un porcentaje de contribución hasta del 40% y una concentración de divinil clorofila

a de 0.19 mg m^{-3} en un estudio de variación temporal. En el presente trabajo las proclorofitas se presentaron esporádicamente con una tendencia a disminuir hacia el interior de la bahía con un porcentaje máximo del 7% (Fig. 21c). Esta elevada concentración en abril del 2001, puede deberse a la introducción de aguas oligotróficas del océano adyacente por la advección de corrientes de marea en una época de surgencia una vez que, como se mencionó anteriormente, este grupo es típico de aguas oligotróficas. En tanto, en la época de octubre del 2004, para la serie de tiempo las proclorofitas presentaron una presencia esporádica similar a lo reportado por Miranda-Moreno (2007) y Millán-Núñez *et al.* (2004) con un porcentaje de contribución hasta del 1% (Fig. 22).

6.5. Coeficientes de absorción

El $a^*_{ph}(440)$ y $a^*_{ph}(675)$ para octubre del 2004 presentaron valores similares a los reportados por Moreno-Miranda (2007) para Mayo-Junio de 2004. El $a^*_{ph}(440)$ presentó una tendencia a ser mayor (Fig. 23 y 27) en las estaciones o en los ciclos de marea, donde la ChlaT (Fig. 13 y 17) y la ChlaT por célula (Fig. 33) tendieron a ser menores y viceversa. Adicionalmente, se observó una relación del $a^*_{ph}(440)$ con los PFS (Fig. 35), por consiguiente el $a^*_{ph}(440)$ tiende a ser mayor en condiciones de baja turbidez, como en las estaciones cerca a la boca.

La variabilidad del $a^*_{ph}(\lambda)$ es debido a la diferencia en la pigmentación de los diferentes grupos fitoplanctónicos y/o al efecto del empaquetamiento (Bricaud *et al.*, 1995). Para poder explorar la influencia de la composición del pigmento se evaluó la forma del espectro de absorción (Fig. 23 y 27), donde se observan tres hombros en las longitudes de onda de los 410, 460 nm y 480 nm. Una absorción más alta entre los 440 y 550 indican una alta proporción de carotenoides:ChlaT que en general están asociados a los PFP (Barocio-León *et al.*, 2006).

El hombro de los 410 nm está asociado a la presencia de los pigmentos degradados de la Chl *a*, en especial al feoforbide *a*, el cual presentará el mayor porcentaje dentro de los feopigmentos de la Chl *a* con un 49.4% en el muestreo espacial y un 52.09% en la serie de tiempo. Los feopigmentos de la Chl *a* tienden a aumentar hacia el interior de la bahía y en mareas vivas, lo que concuerda con los valores más altos del $a_{ph}^*(\lambda)$ a los 410 nm (Fig. 23 y 27).

El hombro en los 460 nm corresponde a los AFP, como aloxantina (espacial: 50.41% y temporal: 55.09% del total del grupo de los AFP) y zeaxantina (espacial: 9.97% y temporal: 7.50% del total del grupo de los AFP). Los altos porcentajes de zeaxantina en la serie de tiempo, corresponde a la abundancia de cianofitas observadas por microscopio invertido (Fig. 11), así como la aloxantina se puede confirmar su alta presencia por la contribución de la Chl *a* del grupo de las criptofitas (Fig. 18 y 22).

En el espectro el hombro de los 480 nm, se debe a la presencia de los AFS (Barocio-León, 2006), como la clorofila *b* (espacial: 26.65% y temporal: 37.27% del total del grupo de los AFS) y fucoxantina (espacial: 30.50% y temporal: 28.82% del total del grupo de los AFS). La presencia de fucoxantina se le atribuye a la presencia de bacilariofitas observadas por medio del microscopio invertido (Fig. 6 y 11), en tanto, la clorofila *b* presenta una alta contribución de la Chl *a* del grupo de las clorofitas (Fig. 14 y 22).

La influencia del efecto paquete en nuestros datos se evaluó con la razón azul-rojo [$a_{ph}(440)/a_{ph}(675)$], una vez el incremento de esta es indicados de una disminución del efecto paquete. Así, razones mayores a 3 están asociados a comunidades fitoplanctónicas dominado por pequeños organismos (<5 μm) como cianobacterias y proclorofitas (Moore *et al.*, 1995; Millán-Núñez *et al.*, 2004a), ya que debido a que las células pequeñas tienen mayor relación

superficie:volumen lo que representa una ventaja en la utilización y aprovechamiento de luz y nutrientes respecto a células grandes.

En el presente trabajo, en la zona A, la razón $a_{ph}(440)/a_{ph}(675)$ estuvo entre los 1.8 y 2.4 (Fig. 26), lo que sigue confirmando la presencia de los grupos fitoplanctónicos como las dinofitas y las bacilariofitas (2-200 μm). En la zona B y C las estaciones presentaron la mayor razón con 2.18 y 3.18, respectivamente lo que concuerda con la presencia de los grupos de las criptofitas, las clorofitas y las prasinofitas, células del nano y picoplancton. En la serie de tiempo la razón $a_{ph}(440)/a_{ph}(675)$ durante mareas muertas y transición fue mayor en refluo que en flujo con valores menores a 2.8, mientras que durante mareas vivas la razón fueron mayores durante el flujo alcanzando valores hasta de 3.09 (Fig. 30), indicando la presencia de organismo pequeños que fueron introducidas durante mareas vivas.

7. CONCLUSIONES

Las condiciones hidrográficas en BSQ para octubre del 2004 fueron diferentes a otras épocas del año, lo que llevo a que la abundancia fitoplanctonica fuera 5 veces menor que en primavera-verano del mismo año, con el predominio de dinofitas, bacilariofitas y cianofitas.

Las dinofitas, bacilariofitas y cianofitas fueron mayores en la zona de la boca y menores hacia los extremos de la bahía. Adicionalmente se reporta por primera vez la presencia de los grupos prasinofitas y rafidofitas por observaciones con microscopia invertida.

Los géneros *Prorocentrum*, *Scrippsiella*, *Rhizosolenia*, *Navicula* y *Cocconeis* presentaron una mayor distribución al interior de la bahía lo que sugiere que los cambios físicos y químicos que se presentan no afectan su presencia, como si ocurre para *Ceratium*, *Pseudonitzschia* y *Fragilaria* los cuales fueron los más abundantes pero con poca distribución. Adicionalmente, se observó que estos géneros con mayor abundancia son diferentes a los observados en otros periodos de estudio, lo que nos indica por lo menos a nivel género que la comunidad de fitoplanctónica en BSQ varía dependiendo de las condiciones hidrográficas.

El mayor aporte de biomasa carbónica fitoplanctónica al interior de la bahía fueron por los géneros *Ceratium*, *Coscinodiscus*, *Rhizosolenia* y *Licmophora*.

La concentración de pigmentos para el periodo de estudio fue dos veces menor a los reportados para las épocas de primavera y verano del mismo año. La concentración de Chl_aT no muestra una relación clara con la marea a comparación con otras épocas estudiadas.

A parte de la Chl *a*, la fucoxantina, clorofila *b* y aloxantina fueron los de mayor concentración, siendo los dos primeros característicos de los grupos de las bacilariofitas y clorofitas respectivamente, sin embargo la fucoxantina y clorofila *b* están presentes en otros

grupos fitoplanctónicos o como en el caso de la clorofila *b* en macrófitas lo que puede sobreestimar su concentración en la bahía.

Se confirma la presencia de las prasinofitas por la presencia de la prasinoxantina ya que se observaron organismos tales como *Halosphaera* y *Nephroselmis* por medio del microscopio invertido. Así como la presencia de *Prochlorococcus* sp. al encontrar el pigmento divinil clorofila *a* esporádicamente tanto en los muestreos espaciales como en la serie de tiempo.

La contribución de los ocho grupos estudiados al total de Chl *a* en el presente estudio presentaron menor porcentaje a lo reportado en trabajos anteriores, sin embargo las criptofitas siempre han sido el grupo que presenta la mayor contribución en las diferentes épocas de estudio ya sea primavera, verano y otoño. Por tanto el porcentaje de contribución depende de las condiciones físico-químicas (temperatura, luz y nutrientes) presentes en cada época de estudio, así como del previo conocimiento por medio de microscopía de los principales grupos presentes en la bahía para poder establecer la razón de cada pigmento con la Chl *a*.

El $a_{ph}^*(\lambda)$ se mantiene con poca variación en el muestreo espacial, con una ligera tendencia a aumentar durante mareas vivas. El aumento del $a_{ph}^*(\lambda)$ se debe a la presencia de los AFS, debido a la baja penetración de la luz en la columna del agua, por el alto grado de turbidez durante mareas vivas y hacia los extremos de la bahía.

Los valores altos de la razón $a_{ph}(440)/a_{ph}(675)$ en la zona B y C, durante el reflujo de mareas muertas y flujo de mareas vivas, son explicados por la presencia de una comunidad fitoplanctónica dominada por pequeños organismos (<5 μm) como las proclorofitas, criptofitas y las prasinofitas.

8. REFERENCIAS

- Álvarez-Borrego S. 2004. Dinámica de nutrientes y fitoplancton en una laguna costera fuertemente afectada por surgencias costeras. *Ciencias Marinas*. 30(1A):1-19.
- Andersen, R. A., Bidigare, R. R., Keller, M. D. and Latasa, M. 1996. A comparison of HPLC pigment signatures and electron microscopic observations for oligotrophic waters of the North Atlantic and Pacific Oceans. *Deep-Sea Res. II* 43:517–537.
- Aveytua-Alcázar L. 2008. Modelación de la dinámica biogeoquímica en una laguna costera. Tesis doctoral. Universidad Autónoma de Baja California. Ensenada Baja California. 240 pp.
- Barocio-León O. A., Millán-Nuñez, R., Santamaría-del-Ángel, E., González-Silvera A. and Trees, C. 2006. Spatial variability of phytoplankton absorption coefficients and pigments off Baja California during November 2002. *Journal of Oceanography* 62:873-888.
- Beach, K. S., Smith, C.M., Michael, T. and Shin. H.W. 1995. Photosynthesis in reproductive unicells of *Ulva fasciata* and *Enteromorpha flexuosa*: implications for ecological success. *Marine Ecology Progress Series* 14(125): 229-237.
- Bidigare, R.R. and Trees, C.C. 2000. HPLC phytoplankton pigments: Sampling laboratory methods, and quality assurance procedures. In: G.S. Fargion and J.L. Mueller (eds.), *Ocean Optics Protocols for Satellite Ocean Color Sensor Validation, Revision 2*, Chapter 13. NASA Tm 2000–209966, Goddard Space Flight Center, Greenbelt, MD, pp. 154–161.
- Bricaud, A., Babin, M., Morel, A., and Claustre, H. 1995. Variability in the chlorophyll-specific absorption coefficients of natural phytoplankton: analysis and parameterization. *Journal of Geophysical Research* 100 (7), 13321–13332.
- Cailliau, C., Claustre, H., Vidussi, F., Marie, D. and Vaultot, D. 1996. Carbon biomass and gross growth rates as estimated from ¹⁴C pigment labelling, during photoacclimation in *Prochlorococcus* CCMP 1378. *Mar. Ecol. Prog. Ser.* 145: 209–221.

- Camacho-Ibar, V., Carriquiry, J. D. and Smith, S. V. 2003. Non-conservative P and N fluxes and net ecosystem production in San Quintín Bay, México. *Estuaries*, 26(5): 1220-1237.
- Camacho-Ibar, V.F., Hernández-Ayón, J.M., Santamaría-del-Angel, E., Daesslé-Heuser, L.W. y Zertuche González, J.A. 2007. Relación de las surgencias con los stocks de carbono en Bahía San Quintín, una laguna costera del NW de México. En: Hernández-de la Torre B, Gaxiola-Castro G. (eds.), *Carbono en Ecosistemas Acuáticos de México*. INE, CICESE. pp. 355-370.
- Cloern J.E., Powell, T.M. and Huzzey L.M. 1989. Spatial and temporal variability in South San Francisco Bay (USA). II Temporal Changes in salinity, suspended sediments, and phytoplankton biomass and productivity over tidal time series. *Estuarine, Coastal and Shelf Science*. 28:599-613.
- Durazo, R., Gaxiola, G., Lavaniegos, B., Castro, R., Gomez, J., and Mascarenhas, A. 2005. Oceanographic conditions west of the Baja California coast, 2002 to 2003: A weak El Niño and subarctic water enhancement. *Ciencias Marinas*. 31(3): 537-552.
- Dupuy, C., Vaquer, A., Lam-Hoai, T., Rougier, C., Mazouni, N., Lautier, J., Collos, Y. and Le Gall, S. 2000. Feeding rate of the oyster *Crassostrea gigas* in a natural planktonic community of the Mediterranean Thau Lagoon. *Marine Ecology Progress Series* 205: 171-184.
- Edler, L., (ed.). 1979. Recommendations for marine biological studies in the Baltic Sea. Phytoplankton and chlorophyll. The Baltic Marine Biologists Publ. No 5, 1-38pp.
- Edler, L. and Elbrächter, M. 2010. The Utermöhl method for quantitative phytoplankton analysis. En: Intergovernmental Oceanographic Commission of UNESCO. 2010. Karlson, B., Cusack, C. and Bresnan, E. (editors). *Microscopic and molecular methods for quantitative phytoplankton analysis*. Paris, UNESCO. (IOC Manuals and Guides, no. 55.) (IOC/2010/MG/55): 13- 20.
- Eker-Develi, E., Berthon, J. and van-der-Linde, D. 2008. Phytoplankton class determination by microscopic and HPLC-CHEMTAX analyses in the southern Baltic Sea. *Mar Ecol Prog Ser*. Vol. 359: 69–87.

- Escobedo-Urías D., Martínez-López A., Jiménez-Illescas Á., Ulloa-Pérez A.E. y Zavala-Norzagaray A. 2007. Intercambio de carbono orgánico particulado del sistema lagunar San Ignacio-Navachiste, Sinaloa, con el mar adyacente. En: Hernández-de la Torre B, Gaxiola-Castro G. (eds.), Carbono en Ecosistemas Acuáticos de México. INE, CICESE. pp. 171-185.
- Eisner, L. E., Twardowski, M. S. and Cowles, T. J. 2003. Resolving phytoplankton photoprotective: photosynthetic carotenoid ratios on fine scales using in situ spectral absorption measurements. *Limnol. Oceanogr.*, 48, 632–646.
- Falkowski, P.G. and Raven, J.A. 1997. Aquatic Photosynthesis. Blackwell Science, UK. 375 pp.
- Farreras, S. 2006. Hidrodinámica de Lagunas Costeras/ Salvador Farreras S.- México. Centro de Investigación Científica y de Educación Superior de Ensenada. 184p
- Flores Vidal X., 2006. Circulación residual en Bahía San Quintín, B.C. México. Tesis de Maestría. Centro de Investigación Científica y de Educación Superior de Ensenada, Ensenada, B.C. 80 pp.
- Frías-Velasco, A. 2008. Variación espacial y temporal del fitoplancton durante los eventos de surgencia en Bahía San Quintín, B.C. México. Tesis de Maestría en Oceanografía Costera. Facultad de Ciencias Marinas, UABC. Ensenada, Baja California: 80 pp.
- Geider, R. J. 1987 Light and temperature dependence of the carbon to chlorophyll-a ratio in microalgae and cyanobacteria – implications for physiology and growth of phytoplankton. *New Phytol.*, 6, 1–34.
- Havskum, H., Schlüter, L., Scharek, R., Berdalet, E., and Jacquet, S. 2004. "Routine quantification of phytoplankton groups-microscopy of pigment analyses?". *Marine Ecology Progress Series* 273: 31-42.
- Hernández-Ayón, J. M., Camacho-Ibar, V., Mejía-Trejo, A., y Cabello-Pasini, A. 2007. Variabilidad del CO₂ total durante eventos de surgencia en Bahía de San Quintín Baja California, México. Capítulo XII. Carbono En Ecosistemas Acuáticos de México. Ed. INE-CICESE México: 187-200.

- Hernández-Becerril, D.U., Bravo-Sierra, E. and Ramírez-Valdéz, Y. 2001. Coccolithophorids from the west coast of Baja California, Mexico. *Hydrobiologia*, 452: 31-45.
- Hernández-López, J. 2009. Biogeoquímica del sílice disuelto en la columna del agua de Bahía San Quintín. Tesis de maestría en Oceanografía Costera. Facultad de Ciencias Marinas, UABC. Ensenada, Baja California:88pp.
- Henriksen, P., Riemann, B., Kass, H., Munk Sorensen, H. and Lang Sorensen, H. 2002. Effects of nutrient-limitation and irradiance on marine phytoplankton pigments. *Journal of Plankton Research* 24(9): 835-858.
- Hötzel, G and Croome, R. 1999. A phytoplankton methods manual for Australian freshwaters, LWRDC Occasional Paper 22/99. Green Words & Images, Canberra, 58 pp.
- Ibarra-Obando S.E., Smith SV, Poumian-Tapia M, Camacho-Ibar VF, Carriquiry JD, Montes-Hugo M. 2004. Benthic metabolism in San Quintin Bay, Baja California, Mexico. *Mar. Ecol. Prog. Ser.* 283: 99–112
- Irigoién, X., Meyer, B., Harris, R. and Harbour, D. 2004. Using HPLC pigment analysis to investigate phytoplankton taxonomy: the importance of knowing your species. *Helgol Mar Res* 58:77–82
- Jeffrey, S. W., Mantoura, R. F. C. and Wright, S. W. 1997. *Phytoplankton Pigments in Oceanography: Guidelines and Modern Methods*. UNESCO Publishing, Paris, 661 pp.
- Jeffrey, S. W., Wright, S. W. and Zapata, M. 1999. Recent advances in HPLC pigment analysis of phytoplankton. *Mar. Freshwater Res.*, 50, 879-96.
- Kirk, J. O. 1994. *Light and Photosynthesis in Aquatic Ecosystems*. Cambridge University Press, Cambridge, 401 pp.
- Lara-Lara, J. R. y Álvarez-Borrego, S. 1975. Ciclo anual de la clorofila y producción orgánica en la Bahía de San Quintín B.C. *Ciencias Marinas*, 2(1): 77-96.

- Lara-Lara, J. R., Álvarez-Borrego, S. and Small, L. F. 1980. "Variability and tidal exchange of ecological properties in a coastal lagoon." *Estuarine and Coastal Marine Science* II: 613-637.
- Lewitus, A.J., Koepfler, E.T. and Morris, J.T. 1998. Seasonal variation in the regulation of phytoplankton by nitrogen and grazer in a salt marsh estuary. *Limnol. Oceanogr.* 43: 636-46.
- Llewellyn, C., Fishwick, J. and Blackford, J. 2005. Phytoplankton community assemblage in the English Channel: a comparison using chlorophyll a derived from HPLC-CHEMTAX and carbon derived from microscopy cell counts. *Journal of Plankton Research*, 27(1): 103–119.
- Lionard, M., Muylaert, K., Tackx, M. and Vyverman, W. 2008. Evaluation of the performance of HPLC-CHEMTAX analysis for determining phytoplankton biomass and composition in a turbid estuary (Schelde, Belgium). *Estuarine, Coastal and Shelf Science* 76: 809-817.
- Mackey, M. D., Mackey, D. J., Higgins, H. W. and Wright, S. W. 1996. CHEMTAX- a program for estimating class abundances from chemical markers: application to HPLC measurements of phytoplankton. *Marine Ecology Progress Series* 114: 265-283.
- Mackey, M.J., Higgins, H.W., Mackey, M.D. and Wright, S.W. 1998. Algal class abundances in the western equatorial Pacific: Estimation from HPLC measurements of chloroplast pigments using CHEMTAX. *Deep Sea Res.*, I 45: 1141–1468.
- Margalef, R. 1978. Phytoplankton communities in upwelling areas. The example of NW Africa. *Oecologia Aquatica*, 3, 97-132.
- Mazziotti, C. and Vadrucci, M. 2007. Methodological aspects of phytoplankton analysis in transitional waters. *TWB, Transit. Waters Bull.* 3: 9-12.
- McCarthy, G. 2005. Monitoring Phytoplankton Community Composition in Long Island Sound with HPLC Photopigment Profiles. Connecticut Department of Environmental Protection. 4 pp.
- Menden-Deuer, S and Lessard, E.J. 2000. Carbon to volume relationships for dinoflagellates, diatoms, and other protist plankton. *Limnol. Oceanogr.*, 45(3), 569–579.

- Millán-Núñez, E., Sieracki, M. E. Millán-Núñez, R., Lara-Lara, J. R., Gaxiola-Castro, G. and Trees, C. 2004a. "Specific absorption coefficient and phytoplankton biomass in the southern region of the California Current." *Deep-Sea Research II* 51: 817–826.
- Millán-Núñez, R., Millán-Núñez, E., Álvarez-Borrego, S., Trees, C. and Santamaría-del-Ángel, E. A. 2004b. "Variabilidad de la comunidad del fitoplancton en Bahía San Quintín estimada mediante el análisis de pigmentos." *Ciencias Marinas* 30(1A): 35-43.
- Millán-Núñez, R., Álvarez-Borrego, S.A. and Nelson, D.M. 1982. Effects of physical phenomena on the distribution of nutrients and phytoplankton productivity in a coastal lagoon. *Estuarine, Coastal and Shelf Science* 15: 317-335.
- Mitchell, B. G. 2000. Algorithms for determining the absorption coefficient of aquatic particulates using the quantitative filter techniques (QFT). *SPIE-Ocean Optics* 1302: 137-148.
- Montagnes, D. J. S., Berges, J. A., Harrison, P. J. and Taylor, F. J. R. 1994. Estimating carbon, nitrogen, protein and chlorophyll a from volume in marine phytoplankton. *Limnol. Oceanogr.* 39: 1044–1060.
- Montagnes D. J. S, and Franklin D. J. 2001. Effect of temperature on diatom volume, growth rate, and carbon and nitrogen content: reconsidering some paradigms. *Limnol Oceanogr* 46:2008–2018.
- Moore, L. R., Goericke, R. and Chisholm, S. W. 1995. "Comparitive physiology of *Synechococcus* and *Prochlorococcus*: influence of light and temperature on growth, pigments, fluorescence and absorptive properties." *Marine Ecology Progress Series* 116: 259-275.
- Moreno-Miranda C. 2007. Variabilidad espacial de la composición taxonómica del fitoplancton en Bahía San Quintín Tesis de Maestría Universidad Autónoma de Baja California, Ensenada, B.C. 81 pp.
- Mullin, M. M., Sloan, P. R. and Eppley, R. W. 1966. Relationship between carbon content, cell volume and area in phytoplankton. *Limnol. Oceanogr.* 11: 307–311.
- Nagata, T. and Watanabe, Y. 1990. Carbon and nitrogen to volumen ratios of bacterioplankton grown under different nutritional conditions. *Appl. Environ. Microbiol.* 56: 1303–309.

- Olenina, I., Hajdu, S., Edler, L., Andersson, A., Wasmund, N., Busch, S., Göbel, J., Gromisz, S., Huseby, S., Huttunen, M., Jaanus, A., Kokkonen, P., Ledaine, I. and Niemkiewicz, E. 2006. Biovolumes and size-classes of phytoplankton in the Baltic Sea HELCOM Balt.Sea Environ. Proc. No. 106, 144pp.
- Partensky, F., Hess, W. R. and Vaultot, D. 1999. *Prochlorococcus*, a Marine Photosynthetic Prokaryote of Global Significance Microbiol Mol Biol Rev; 63(1): 106–127.
- Raymont, J. 1980. Plankton and productivity in the oceans Vol 1: Phytoplankton, 2nd ed. Pergamon press. Oxford. 489 pp.
- Rodríguez, F., Garrido, J.L., Crespo, B.G., Arbones, B., and Figueiras, F.G. 2006. Size-fractionated phytoplankton pigment groups in the NW Iberian upwelling system: impact of the Iberian Poleward Current. Mar Ecol Prog Ser 323:59–73
- Santamaría-del-Ángel, E. A. 1988. Variación fitoplanctónica en Puerto Don Juan, Bahía de los Ángeles, Baja California México. Tesis de Maestría en Oceanografía Costera. Facultad de Ciencias Marinas, UABC. Ensenada, Baja California: 153 pp.
- Sathyendranath, S., Lazzara, L. and Prieur, L. 1987. "Variations in the spectral values of specific absorption of phytoplankton." Limnol. Oceanogr. 32(2): 403-415.
- Sarmiento, H. and Descy, J. 2008. Use of marker pigments and functional groups for assessing the status of phytoplankton assemblages in lakes. Journal of Applied Phycology 20 (6): 1001-1011.
- Schlüter, L. and Havskum, H. 1997. Phytoplankton pigments in relation to carbon content in phytoplankton communities. Mar. Ecol. Prog. Ser., 155, 55–65.
- Schlüter, L., Møhlenberg, F., Havskum, H. and Laren, S. 2000. The use of phytoplankton pigments for identifying and quantifying phytoplankton groups in coastal areas: testing the influence of light and nutrients on pigment/chlorophyll "a" ratios. Mar Ecol Prog Ser 192: 49-63.

- Siqueiros Beltrones David A., Ibarra Obando Silvia E., Loya Salinas Daniel H. 1985. Una aproximación a la estructura florística de las diatomeas epifitas de *Zostera marina* y sus variaciones temporales, en Bahía Falsa, San Quintín, B.C. Ciencias Marinas. Vol. 11, No. 2:69-88.
- Sosa Aválos, R. 2002. Estimación de la producción primaria frente a Baja California por sensores remotos. Tesis de Doctorado en Ecología Marina. CICESE. División de Oceanografía (Oceanología). Ensenada, Baja California: 158 págs.
- Sosik, H.M. and Mitchell, B.G. 1995. Light absorption by phytoplankton, photosynthetic pigments and detritus in the California Current System. *Deep-Sea Research I*, 42 (10): 1717-1748.
- Souchu, P., Vaquer, A., Collos, Y., Landrein, S., Deslous-Paoli, J. M. and Bibent, B. 2001. Influence of shellfish farming activities on the biogeochemical composition of the water column in Thau lagoon. *Marine Ecology-Progress Series* 218: 141-152.
- Stramski, D., Sciandra, A. and Claustre, H. 2002. Effects of temperature, nitrogen, and light limitation on the optical properties of the marine diatom *Thalassiosira pseudonana*. *Limnol. Oceanogr.*, 47(2), 392–403.
- Strathmann, R. R. 1967. Estimating the organic carbon content of phytoplankton from cell volume or plasma volume. *Limnol. Oceanogr.* 12: 411–418.
- Tester, P., Geesey, M., Guo, C., Paerl, H. and Millie, D. 1995. Evaluating phytoplankton dynamics in the Newport River estuary (North Carolina, USA) by HPLC-derived pigment profiles. *Mar Ecol Prog Ser* 24: 237-245.
- Trees, C., Clark, D., Bidigare, R., Ondrusek, M. and Mueller, J. 2000. "Accessory pigments versus chlorophyll a concentrations within the euphotic zone: A ubiquitous relationship." *Limnol. Oceanogr.* 45(5): 1130-1143.
- Utermöhl, H. 1958. Zur Vervollkommnung der quantitativen Phytoplankton-Methodik. *Mitteilungen der International Vereinigung für theoretische und Angewandte Limnologie* 9, 1–38.

- Verity, P. G., Robertson, C. Y., Tronzo, C. R., Andrews, M. G., Nelson, J. R. and Sieracki, M. E. 1992. Relationship between cell volume and carbon and nitrogen content of marine photosynthetic nanoplankton. *Limnol. Oceanogr.* 37: 1434–1446.
- Villafañe, V y Reid, F. 1995. Métodos de microscopia para la cuantificación del fitoplancton. *Manual de Metodos Ficologicos*, Alveal, K., Ferreiro, M.E., Oliviera, E.C. y Ferreiro, M.A. (eds), Chile. 169-185.
- Wright, S.W., Jeffrey, S.W., Mantoura, R.F.C., Llewellyn, C.A., Bjornland, T., Repeta, D. and Welschmeyer. 1991. Improved HPLC method for the analysis of chlorophylls and carotenoids from marine phytoplankton. *Mar. Ecol. Prog. Ser.*, 77: 183.
- Wright, S.W., Thomas, D.P., Marchant, H.J., Higgins, H.W., Mackey, M. D. and Mackey, D.J. 1996. Analysis of phytoplankton of the Australian sector of the Southern Ocean: composition of microscopy and size frequency data with interpretations of pigment HPLC data using the CHEMTAX matrix factorisation program. *Mar. Ecol. Prog. Ser.* 144: 285-298.
- Wright, S.W and Jeffrey, S.W. 2006. PigmentMarkers for Phytoplankton Production. *Hdb Env Chem Vol. 2, Part H*: 71–104.
- Young M., Gonneea ME, Herrera–Silveira J. and Paytan A. 2005. Export of dissolved and particulate carbon and nitrogen from a mangrove–dominated lagoon, Yucatán Peninsula, Mexico. *Int. J. Ecol. Environ. Sci.* 31: 189–202.
- Zertuche-González J, Camacho-Ibar V, Pacheco-Ruíz I, Cabello-Pasini A, Galindo-Bect L, Guzmán-Calderón J, Macias-Carranza V, Espinoza-Avalos J (2009) The role of *Ulva* spp. as a temporary nutrient sink in a coastal lagoon with oyster cultivation and upwelling influence. *J Appl Phycol.* DOI 10.1007/s10811-009-9408-y