

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



**“VARIABILIDAD ESPACIAL DE LA COMPOSICIÓN
TAXÓNOMICA DEL FITOPLANCTON EN BAHÍA SAN QUINTÍN”**

TESIS
QUE PARA OBTENER EL GRADO DE
MAESTRO EN CIENCIAS EN OCEANOGRAFIA COSTERA
PRESENTA

Claudia Moreno Miranda

ENSENADA, BAJA CALIFORNIA, MÉXICO. NOVIEMBRE 2007.

FACULTAD DE CIENCIAS MARINAS
INSTITUTO DE INVESTIGACIONES OCEANOLÓGICAS
POSGRADO EN OCEANOGRAFIA COSTERA

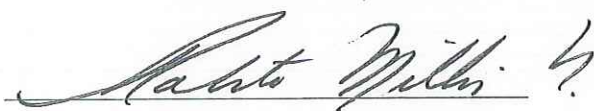
“VARIABILIDAD ESPACIAL DE LA COMPOSICIÓN TAXÓNOMICA
DEL FITOPLANCTON EN BAHÍA SAN QUINTÍN, B. C.”

TESIS
QUE PARA OBTENER EL GRADO DE
MAESTRO EN CIENCIAS EN OCEANOGRAFIA COSTERA

PRESENTA

Claudia Moreno Miranda

APROBADO POR:



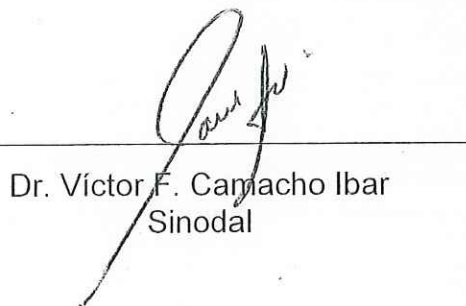
Dr. Roberto Millán Núñez
Director



Dr. Eduardo Millán Núñez
Sinodal



Dr. Eduardo Santamaría del Ángel
Sinodal



Dr. Víctor F. Camacho Ibar
Sinodal

DEDICATORIA

A Fidel; que sin querer desde un inicio me ha llevado por un mundo inimaginable en el cual me he descubierto capaz de hacer lo imposible, solo por él.

AGRADECIMIENTOS

Agradezco a la UABC, a la Facultad de Ciencias Marinas y al IIO, que durante diez años, han hecho posible mi formación profesional. Al director de este trabajo Dr. Roberto Millán Núñez por su apoyo y confianza en que este trabajo saldría adelante. A los sinodales del comité de tesis: Dr. Eduardo Millán Núñez, Dr. Eduardo Santamaría del Ángel y al Dr. Víctor F. Camacho-Ibar, quienes además de hacer acertadas sugerencias, con toda la paciencia del mundo esperaron para ver terminado este trabajo.

Agradezco también al CONACyT por el apoyo financiero a través de la beca de maestría No.180911, así como al proyecto D40144-F "Respuestas físicas, geoquímicas y biológicas de Bahía San Quintín a los pulsos de agua de surgencias del mar adyacente".

Al M.C. Enrique Valenzuela, por las becas y oportunidades de desarrollo que me ha brindado. También agradezco al personal de la UBPS, particularmente al M.C. Conal David True, por sus palabras y ejemplo siempre motivador, además por el trabajo que me otorgó en una difícil etapa.

A Oscar Barocio, Roberto Millán, Jorge López Calderón y Eduardo Santamaría por su apoyo en campo. Y por su solidaridad y compañía durante las largas horas de gabinete (particularmente de los últimos meses!!) a mis amigas: Alejandrina, Lupita, Norma, Leslie y Denisse. También a Eli y Moni por su amistad y apoyo en todo y con todo. Finalmente agradezco enormemente a Eduardo Millán el haberse subido a este barco cuando más a la deriva andaba y explicarme como *normalizar* el rumbo, gracias Lalo.

ÍNDICE

	Pág.
ÍNDICE	I
RESUMEN	III
Lista de Tablas	IV
Lista de Figuras	V
I.-INTRODUCCIÓN	1
II.-ANTECEDENTES	7
III.-OBJETIVOS	10
III.I.-Objetivo general	10
III.II.-Objetivos específicos.....	10
IV.- AREA DE ESTUDIO	11
V.-MATERIALES Y MÉTODOS.....	14
V.I.-Obtención de muestras.	14
V.II.-ANÁLISIS DE MUESTRAS.....	16
V.II.I.- Estructura de la comunidad del fitoplancton.....	16
V.II.II.-Coeficiente de Absorción por fitoplancton: $a_{ph}(\lambda)$	17
V.II.III.- Análisis de la forma espectral de absorción.	18
V.II.IV.-Concentración de pigmentos: HPLC.....	19
V.II.V.-Estimación de la quimiotaxonomía: CHEMTAX.....	19
VI.- RESULTADOS	21
VI.I.-Caracterización de las condiciones hidrográficas en Bahía San Quintín.	21
VI.II.- Estructura de la comunidad del fitoplancton.....	25
VI.III.-Coeficiente de absorción del material total particulado ($a_{part}(\lambda)$) detritus ($a_{det}(\lambda)$) y fitoplancton ($a_{ph}(\lambda)$).	29
VI.IV.-Forma espectral del coeficiente de absorción: Absorción del fitoplancton integrado: a_{phn} y Absorción del fitoplancton integrado normalizado a 440 nm: $a_{phn}/a_{phn440\text{ nm}}$	35
VI.V.-Coeficiente específico de absorción a^*_{ph} [$\text{m}^2 (\text{mg Clat})^{-1}$]	39

VI.VI.- Variabilidad espacial en la concentración de pigmentos.....	41
VI.VI.I.- Concentración de Clorofila a Total (ClaT).	41
VI.VI.II.- Concentración de pigmentos y carotenoides.	41
VI.VII.- CHEMTAX: Porcentaje de contribución de los pigmentos al total de clorofila a.	48
VII.- DISCUSIONES	51
VIII.- CONCLUSIONES	72
X.-REFERENCIAS	74

Variabilidad espacial de la composición taxonómica del fitoplancton en Bahía San Quintín

RESUMEN

Con el objetivo de caracterizar la estructura de la comunidad del fitoplancton se realizó un muestreo en Bahía San Quintín, B.C., a finales de mayo y principios de junio del 2004. Con este propósito se tomaron muestras de agua de mar superficial durante la pleamar en 15 estaciones distribuidas entre Bahía San Quintín (brazo este), Bahía Falsa (brazo oeste) y en la base de la "Y" (boca). Se tomaron muestras de agua para realizar conteos e identificación de grupos del fitoplancton, estimación de coeficientes de absorción de luz por fitoplancton (a_{ph}) y análisis de pigmentos y carotenoides por HPLC. Posteriormente mediante el programa CHEMTAX y utilizando los datos obtenidos por HPLC se realizó la estimación de los porcentajes de contribución de los grupos del fitoplancton al total de ClaT. Con base en los conteos en microscopio observamos que la comunidad del fitoplancton en Bahía San Quintín para la época de muestreo se formó principalmente por tres grandes grupos: criptofitas, bacilariofitas y dinofitas. El grupo de criptofitas presentó mayores abundancias en todas las estaciones de muestreo, mientras que la abundancia de bacilariofitas y dinofitas disminuyó de las estaciones de la boca hacia el interior de ambas bahías. Se observaron en total 17 géneros de diatomeas (14 penadas, 3 centrales), 11 de dinoflagelados y 1 de criptofitas. La absorción de luz por fitoplancton a 440 y 674 nm presentó gran variabilidad entre las estaciones de muestreo, asimismo se observaron formas espectrales similares entre estaciones con los mismos grupos fitoplanctónicos (hasta cinco grupos en común). La mayor concentración de ClaT se observó en las estaciones cercanas a la boca. Asimismo las concentraciones de los pigmentos carotenoides fueron mayores en la zona de la boca y disminuyeron al interior de Bahía San Quintín y Bahía Falsa. La mayor variabilidad espacial de la ClaT y de los pigmentos carotenoides se observó en las estaciones de la zona de la boca y Bahía San Quintín. Con el programa CHEMTAX encontramos que durante el periodo de estudio los grupos del fitoplancton que contribuyeron al porcentaje total de Cla en Bahía San Quintín fueron: criptofitas (36%), diatomeas (26%), clorofitas (17%), prasinofitas (9%) y dinofitas (7%). Los grupos crisofitas, cianobacterias y primnesofitas contribuyeron con menos del 1.5% al total de la Cla. El grupo de proclorofitas contribuyó con menos del 0.2%, alcanzando un máximo de 1%.

Lista de Tablas

Tabla I.- Variabilidad espacial promedio de la Temperatura (°C) y Salinidad en las tres zonas durante May-Jun-04.....**22**

Tabla II.- Proporciones relativas (Pij) de diatomeas y dinoflagelados con relación al Índice de amplitud de nicho (Bi) (Levins, 1968) en Bahía de San Quintín..... **28**

Tabla III.- Concentración (mg m⁻³) promedio de pigmentos menores estimados por HPLC, en las diferentes zonas en Bahía de San Quintín.....**43**

Tabla IV.- Razón inicial de pigmentos utilizada en CHEMTAX (Millán-Núñez *et al.* (2004b)).....**73**

Lista de Figuras

Figura 1.- Localización de Bahía San Quintín, Baja California, México. Los círculos (●) representan las estaciones de muestreo; las líneas dividen a la bahía en zonas: Zona A (Boca), Zona B (BSQ) y Zona C (BF).....13

Figura 2.- Distribución espacial de la temperatura (°C): (a) Zona A (boca), (b) Zona B (BSQ), c) Zona C (BF). Cada símbolo corresponde a un día diferente de muestreo, la línea continua indica el promedio en cada una de las zonas.....23

Figura 3.- Distribución espacial de la salinidad: (a) Zona A (boca), (b) Zona B (BSQ), (c) Zona C (BF). Cada símbolo corresponde a un día diferente de muestreo. La línea continua indica el promedio en cada una de las zonas.24

Figura 4.- Abundancia total promedio (cél L⁻¹) de diatomeas (barras negras), dinoflagelados (barras grises) y criptofitas (barras blancas) (en eje secundario por diferencia de escala) en cada una de las zonas: a) Zona A, b) Zona B, c) Zona C.....26

Figura 5.- Variación espacial de la absorción del material total particulado: a_{part} (m⁻¹). Cada línea corresponde a la absorción promedio de las estaciones en cada zona: a) Zona A (boca), b) Zona B (BSQ) y c) Zona C (BF). Los números a la derecha de la flecha indican la posición de cada curva.....30

Figura 6.- Variación espacial de la absorción del detritus a_{det} (m⁻¹). Cada línea corresponde a la absorción promedio de las estaciones en cada zona: a) Zona A (boca), b) Zona B (BSQ) y c) Zona C (BF). Los números a la derecha de la flecha indican la posición de cada curva.....31

Figura 7.- Variación espacial de la absorción de luz por fitoplancton a_{ph} (m⁻¹). Cada línea corresponde a la absorción promedio de las estaciones en cada zona: a) Zona A (boca), b) Zona B (BSQ) y c) Zona C (BF). Los números a la derecha de la flecha indican la posición de cada curva.....33

Figura 8.- Variabilidad espacial de la absorción de luz por fitoplancton a 440nm (Δ) y a 674 nm (\bullet): a) Zona A (boca); b) Zona B (BSQ) y c) Zona C (BF). La línea continua es la tendencia del promedio en cada zona.....34

Figura 9.- Absorción del fitoplancton: a) Absorción del fitoplancton integrado a_{ph}^n : cada línea corresponde al promedio de las estaciones en la zona y los números a la derecha de la flecha indican la posición de cada curva. Y Absorción integrado normalizado a 440nm; a_{ph}^n/a_{ph}^n 440nm b) estaciones 1 y 2, c) estaciones 6 y 10, y d) estación 12.....36

Figura 10.- Absorción del fitoplancton: a) Absorción del fitoplancton integrado a_{ph}^n ; cada línea corresponde al promedio de las estaciones en la zona y los números a la derecha de la flecha indican la posición de cada curva. Y Absorción integrado normalizado a 440nm; a_{ph}^n/a_{ph}^n 440nm b) estaciones 1 y 2, c) estaciones 6 y 10, y d) estación 12.....37

Figura 11.- Absorción del fitoplancton: a) Absorción del fitoplancton integrado a_{ph}^n . Cada línea corresponde al promedio de las estaciones en la zona y los números a la derecha de la flecha indican la posición de cada curva. Y Absorción integrado normalizado a 440nm; a_{ph}^n/a_{ph}^n 440nm: b) estaciones 14, 16 y 17, c) estaciones 19 y 20.....38

Figura 12.- Variación espacial del coeficiente específico de absorción de luz por fitoplancton: $a_{ph}^*[m^2(mg\ Cl aT)^{-1}]$; a) Zona A (boca), b) Zona B (BSQ) y c) Zona C (BF). Cada línea representa el promedio de las estaciones en la zona. Los números a la derecha de la flecha indican la posición de cada curva.....40

Figura 13.- Variación espacial de la concentración de Cl a T ($mg\ m^{-3}$). Cada símbolo corresponde a un día de muestreo. La línea continua indica la concentración promedio en cada zona: a) Zona A (boca), b) Zona B (BSQ) y c) Zona C (BF).....42

Figura 14.- Concentración promedio de pigmentos específicos de los principales grupos de fitoplancton: fucoxantina (diatomeas), peridinina (dinoflagelados), aloxantina (criptofitas), zeaxantina (cianobacterias), Cl b (clorofitas) y Dv Cla (proclorofitas): a) Zona A (boca), b) Zona B (BSQ) y c) Zona C (BF).....45

Figura 15.- Concentración promedio de pigmentos específicos de los principales grupos de fitoplancton: a) fucoxantina (diatomeas), Cl b (clorofitas), aloxantina (criptofitas), peridinina (dinoflagelados) y b) zeaxantina (cianobacterias) y Dv Cla (proclorofitas). Las flechas horizontales indican las estaciones de cada zona: A (Zona Boca), B (Zona BSQ), C (Zona BF).....47

Figura 16.- CHEMTAX: Porcentaje de contribución al total de Cla de cada grupo fitoplanctónico en las estaciones de muestreo. Cada segmento de color representa a un grupo de fitoplancton.....49

Figura 17.- Variabilidad espacial de la abundancia de diatomeas y criptófitas.....56

Figura 18.- Relación entre la absorción del fitoplancton a 440 nm (A) y 674 nm (R): (●) Zona A, (○) Zona B, y (▼) Zona C.....60

I.-INTRODUCCIÓN

La fotosíntesis es el proceso por medio del cual los organismos autótrofos o productores primarios: plantas, algas y algunas bacterias, utilizan la energía de la luz solar para la biosíntesis de componentes orgánicos esenciales. Esta materia orgánica producida durante la fotosíntesis es la fuente de alimento para organismos heterótrofos o productores secundarios, lo cual hace a la fotosíntesis fundamental para muchos de los procesos biológicos en el planeta (Porra *et al.* 1997). A escala global, tanto en ríos como en mares, el fitoplancton junto con las demás plantas acuáticas contribuye anualmente con aproximadamente 40% de la fotosíntesis total que se produce en la tierra (Falkowski *et al.* 1997).

El fitoplancton es el principal productor primario en el océano y su diversidad es tan amplia que se reconocen aproximadamente 13 grupos o divisiones algales en los que se han descrito más de 500 géneros y 4000 especies de fitoplancton marino (Sournia, 1978).

Al igual que otros autótrofos, el fitoplancton inicia el proceso de fotosíntesis con la absorción de la luz solar a longitudes de onda (λ) que van de los 400 a 700 nanómetros (nm), intervalo conocido como luz blanca o radiación fotosintéticamente activa (PAR, por sus siglas en inglés) (Falkowski *et al.* 1997), y para este propósito utiliza además de la clorofila *a* (Cl_a), otros pigmentos llamados accesorios los cuales pueden ser clasificados según su función en fotosintéticos y fotoprotectores (Kirk, 1994).

La PAR corresponde aproximadamente al 50% de la luz solar que llega a la tierra (Kirk, 1994) y puede clasificarse en términos de cantidad (irradiancia) y calidad (longitud de onda). En el ambiente acuático la irradiancia y la longitud de onda varían marcadamente con la profundidad, a excepción de algunos sistemas someros en los cuales los cambios en luz se deben en gran parte a las altas concentraciones de detritus (Kirk, 1994).

La absorción de luz en el océano por partículas totales en suspensión ($a_{part}(\lambda)$) en las que se incluye el fitoplancton, ya ha sido descrita anteriormente por Yentsch *et al.* (1989), Cleveland *et al.* (1993), Allali *et al.* (1995), Millán-Núñez (1998), Millán-Núñez *et al.* (2004a), Aguirre-Hernández (2004) y Barocio-León (2006), concluyendo estos autores que la concentración de clorofila *a*, la abundancia de fitoplancton, así como el tamaño y forma de las partículas son factores importantes en su variabilidad.

El coeficiente específico de absorción de luz por fitoplancton (a_{ph}^*), que se define como el coeficiente de absorción por unidad de concentración de una sustancia específica (en este caso; clorofila *a*); permite conocer la cantidad de luz que absorben las partículas pigmentadas y puede ser utilizado para analizar la estructura de las comunidades de fitoplancton (Millán-Núñez, *et al.* 1999). Asimismo, este parámetro proporciona información básica para realizar estimaciones bio-ópticas del fitoplancton de producción primaria a través de sensores remotos (Keifer y Mitchell 1983; Sathyendranath *et al.* 1996).

La clorofila *a* es el principal pigmento fotosintético presente en el fitoplancton y tradicionalmente la medición de su concentración ha sido utilizada como un indicador de biomasa fitoplanctónica y producción primaria por más de 40 años (Jeffrey *et al.* 1997). Sin embargo, aún cuando las mediciones oceanográficas de la concentración de *Cla* y otros pigmentos fotosintéticos han permitido la delimitación de zonas de alta y baja producción, su medición actualmente no nos permite diferenciar por géneros y especies la estructura de las comunidades del fitoplancton, por lo que hoy día, es necesario contar con técnicas directas como el microscopio.

El método de Utermöhl (1958) por microscopio, se ha utilizado tradicionalmente para realizar estudios de composición y biomasa fitoplanctónica y aunque ha sufrido modificaciones, es un procedimiento que requiere tiempo y habilidad práctica. Actualmente este método sigue siendo utilizado, sin embargo, una de sus desventajas es que las células pequeñas (<5µm), particularmente los flagelados son difíciles de identificar en el microscopio, no sólo por su tamaño sino porque también carecen de estructuras morfológicas distintivas (rafe o estrías) como las que presentan las diatomeas (células de tamaño de 5 a 200µm). Por tal motivo, se sugiere que las células menores a 5µm sean analizadas con métodos alternos como epifluorescencia y citometría de flujo.

El desarrollo de metodologías más finas y su empleo rutinario han permitido la extracción de una mayor cantidad de pigmentos; tal es el caso de la cromatografía líquida de capa delgada (TLC) y la cromatografía líquida de alta

resolución (HPLC) (Jeffrey *et al.* 1997). Estas metodologías han permitido detectar nuevos pigmentos y relacionarlos con grupos algales de una forma rápida y reproducible (Schlüter *et al.* 2000) al cuantificar y discriminar entre tipos de pigmentos diferentes a la Cla. Dentro de los pigmentos relacionados a un determinado grupo algal se cuentan: la peridina (perid) con el grupo de dinoflagelados, fucoxantina (fuco) con las diatomeas, zeaxantina (zea) a las cianobacterias y divinil Cla (Dv Cla) a las proclorofitas (Jeffrey *et al.* 1997, Vaultot, 2001).

La concentración de clorofilas y carotenoides determinada por HPLC puede ser utilizada para estimar la contribución relativa de cada clase algal en la muestra mediante quimiotaxonomía, utilizando la razón de la clorofila *a* total (ClaT) con los pigmentos accesorios (Tester *et al.* 1995; Goericke *et al.* 1998; Schületer *et al.* 2000; Hsiu-Ping *et al.* 2002). Sin embargo, es importante considerar que la concentración intracelular tanto de la Cla como de los carotenoides en el fitoplancton es variable, ya que depende de factores ambientales y fisiológicos tales como la irradiancia, la tasa de crecimiento y la disponibilidad de nutrientes (Goericke *et al.* 1998).

El programa de quimiotaxonomía CHEMTAX (Mackey *et al.* 1996), es un algoritmo que ha sido utilizado por diversos autores como Schlüter *et al.* (2000), Millán-Núñez *et al.* (2004b), Llewellyn *et al.* (2005); Lewitus *et al.* (2005) y Muylaert *et al.* (2006) para estimar composición de comunidades de fitoplancton. En los trabajos antes citados, se ha observado que CHEMTAX es una herramienta útil que genera buenas aproximaciones de la composición de

la comunidad fitoplanctónica; sin embargo siguen siendo necesarias las mediciones directas como los conteos en microscopio, pues CHEMTAX solo distingue clases algales del fitoplancton.

En el océano la abundancia del fitoplancton generalmente se ajusta a un ciclo estacional, dominado principalmente por las condiciones de luz y nutrientes (en zonas de surgencias), sin embargo ciertas especies pueden ser favorecidas por pequeñas variaciones en las condiciones ambientales y desarrollarse súbitamente generando grandes florecimientos (Millán-Núñez 1988, Vaultot, 2001). Por lo tanto es importante considerar que además de las variaciones en luz y nutrientes existen otros factores como el pH, temperatura, salinidad y oxígeno, que afectan el crecimiento y la dinámica del fitoplancton (Vaultot, 2001).

Debido a la complejidad en el comportamiento de los parámetros físico-químicos antes citados, no es conveniente utilizar sólo uno de ellos para explicar florecimientos o patrones de distribución, sino que es necesario considerar que existen procesos naturales, tales como las mareas, que generan cambios en la razón de mezcla vertical, que modifican las características hidrográficas de la columna de agua (Cloern, 1991; Vaultot, 2001).

La acción del ciclo de mareas es más evidente en las costas, particularmente en lagunas costeras, debido a que la altura y amplitud de las mareas afectan de manera directa en la distribución de la concentración de nutrientes, temperatura, salinidad y pH (Cloern, 1991; Morales-Zamorano *et al.* 1991; Mann, 2000) así como la resuspensión de sedimentos y partículas del

fondo, reduciendo considerablemente la penetración de la luz en la columna de agua (Kirk, 1994). Las lagunas costeras ocupan el 14% de la zona costera y su característica principal es que mantienen una conexión periódica con el océano.

Los cuerpos lagunares y estuarinos son de vital importancia por ser considerados zonas de alta productividad, ideales para albergar poblaciones importantes de aves y mamíferos, así como peces y crustáceos de relevancia comercial, siendo incluso sitios utilizados para actividades recreativas y turísticas (Conde *et al.* 2002). Su estudio es relevante debido a que son ambientes de degradación, eutroficación y fuertemente susceptibles a la contaminación, lo cual limita el desarrollo de las actividades antes mencionadas incluso a escala global (Camacho-Ibar *et al.* 2003). Los estudios sobre la dinámica temporal de la estructura de las comunidades del fitoplancton (abundancia y composición de especies) en cuerpos lagunares y estuarinos han aumentado (Millán-Núñez *et al.* (1981); Santamaría-del-Ángel *et al.* (1991); Tester *et al.* (1995); Ansotegui *et al.* (2001); Millán-Núñez *et al.* (2004b); Zohary, 2004). Este aumento se debe a que además de la importancia y el interés que existe en conocer los valores de producción primaria (Nemie *et al.* 2004), es trascendental determinar las interacciones tróficas en estos ecosistemas y su dependencia con los factores físico-químicos que las modifican.

II.-ANTECEDENTES

Durante los últimos 30 años Bahía San Quintín se ha destacado por el desarrollo del cultivo de ostión y por la intensa actividad agrícola que se genera en la planicie costera adyacente (Aguirre-Muñoz *et al.* 2001). El cultivo del ostión japonés se ha realizado exitosamente desde 1979 en la modalidad de sistema abierto, el más sencillo por ser de manera natural; esto significa que el mismo sistema alimenta a los ostiones (Wheaton, 1982). Debido a que el fitoplancton es el alimento para los organismos en cultivo (filtroalimentadores), así como para otros organismos nativos de la bahía, es importante establecer su composición taxonómica, es decir, saber que grupo domina la comunidad y si su dominancia es permanente o estacional, si se trata de especies costeras u oceánicas que entran solo durante los flujos de mareas.

En lagunas costeras de la península de Baja California, los estudios de fitoplancton que destacan son los de Millán-Núñez *et al.* (1981) en Estero Punta Banda, B.C y el de Santamaría-del Ángel *et al.* (1991), en Puerto Don Juan, B.C. En Bahía San Quintín destacan los estudios de Lara-Lara *et al.* (1980) y Millán-Núñez *et al.* (1982). Lara-Lara *et al.* (1980) generaron una serie de tiempo con variables físico-químicas en la zona de la boca de Bahía San Quintín en condiciones de verano, con el objetivo de conocer el principal factor de variabilidad de las propiedades observadas. Concluyeron que la alternancia de los eventos de surgencia es el origen de las variaciones de todas las propiedades analizadas. Asimismo, estos autores encontraron que las

diatomeas fueron siempre el grupo más abundante, y que los valores de producción primaria en la boca de Bahía San Quintín son comparables con otras zonas influenciadas por surgencias costeras.

Por su parte, Millán-Núñez *et al.* (1982) generaron una serie de tiempo, y realizaron un muestreo espacial en cuatro estaciones: en la zona de la boca y en los brazos internos de la bahía, conocidos como Bahía San Quintín y Bahía Falsa. Los autores realizaron el registro de condiciones hidrográficas y la colecta de muestras cada dos horas para análisis de nutrientes y pigmentos, abundancia de fitoplancton y productividad del fitoplancton, con el objetivo de describir la variabilidad espacio-temporal de dichos parámetros y su posible origen. Detectaron que en Bahía San Quintín la alternancia de eventos de surgencia y el ciclo de mareas vivas y muertas son determinantes para la variabilidad espacio-temporal dentro de la bahía. Para su época de muestreo (junio-julio) se encontró que la concentración de clorofila *a* disminuyó de 5 a 1 mg m⁻³ de la boca hacia el interior de Bahía Falsa y Bahía San Quintín, y que en la boca de la bahía las diatomeas dominaron la estructura de la comunidad, al menos durante el inicio de las surgencias, ocurriendo una sucesión a dinoflagelados hacia el final de la surgencia. Asimismo la abundancia celular del fitoplancton fue menor en el interior de los brazos que en la boca.

Actualmente es posible identificar al fitoplancton a nivel de grupo por presencia de los pigmentos accesorios y aunque la técnica de HPLC ha sido ampliamente utilizada en muestras de áreas oligotróficas (Letelier *et al.* 1993),

su uso en muestras de áreas eutróficas, costeras o de ambientes estuarinos, ha sido muy limitado (Schlüter *et al.* 2000).

En Bahía San Quintín se han realizado estudios en los que se ha cuantificado la concentración de clorofilas y se ha identificado al fitoplancton; (Lara-Lara *et al.* (1980); Millán-Núñez *et al.* (1982); Hernández-Becerril *et al.* (1983)); sin embargo los métodos que han sido utilizados sólo han permitido reportar los géneros y especies del grupo de diatomeas y dinoflagelados, mostrando una estructura general de la comunidad del fitoplancton.

En términos de identificación de fitoplancton en Bahía San Quintín en los que se hayan realizado análisis de pigmentos por HPLC como una aplicación directa en la investigación de comunidades algales, se encuentra el estudio publicado por Millán-Núñez *et al.* (2004b). En dicho trabajo se incluyó la identificación de grupos del fitoplancton con base en el contenido de pigmentos, a través de una serie de tiempo de 24 horas con muestreos superficiales cada dos horas. Con los datos de pigmentos y carotenoides que obtuvieron por HPLC, realizaron la estimación de la quimiotaxonomía con el programa CHEMTAX (Mackey *et al.* 1996). Los autores encontraron la presencia del pigmento divinil clorofila *a*, pigmento específico del procarionte *Prochlorococcus* sp. el cual no había sido reportado anteriormente presente en la zona. En el presente estudio se pretende caracterizar la estructura de la comunidad del fitoplancton en una laguna costera (Bahía San Quintín, B.C.) con diferentes metodologías: conteos en microscopio, absorción de luz por fitoplancton, HPLC y CHEMTAX.

III.-OBJETIVOS

III.I.-Objetivo general

- Caracterizar la estructura espacial de la comunidad del fitoplancton en Bahía San Quintín, durante Mayo-Junio del 2004.

III.II.-Objetivos específicos

- Estimar la variabilidad espacial de los principales géneros del fitoplancton ($>5\mu\text{m}$), mediante el uso de microscopio invertido.
- Estimar la variabilidad espacial del coeficiente de absorción del material total particulado (a_{part}), detritus (a_{det}) y por fitoplancton (a_{ph}).
- Estimar la variabilidad espacial de la concentración de pigmentos y carotenoides del fitoplancton.
- Estimar la variación espacial de la contribución de clases algales del fitoplancton mediante el uso del programa CHEMTAX.

IV.- AREA DE ESTUDIO

Bahía San Quintín se encuentra localizada a 200 km al sur de Ensenada, Baja California, en la costa del Pacífico, cerca de los 30°27'N y 116°00'W. La región es árida, con una precipitación media anual de 150mm, ocurriendo la mayor precipitación entre los meses de octubre y marzo (Aguirre-Muñoz *et al.* 2001; Camacho-Ibar *et al.* 2003). Es una laguna costera en forma de "Y" con un brazo al oeste llamado Bahía Falsa (BF) y otro al este conocido como Bahía San Quintín (BSQ); toda la bahía cubre un área aproximada de 42 km², y tiene una sola entrada permanente al pie de la "Y" (boca) (Fig. 1). La profundidad es de 2 metros en promedio, y la amplitud de mareas en la bahía es de 2.4 metros durante mareas vivas. Durante la marea más baja aproximadamente el 20% del fondo queda expuesto al aire y el tipo de sedimentos que se observan en el fondo varía de limos hasta arenas gruesas (Chávez de Nishikawa y Álvarez-Borrego, 1974).

Dentro de la bahía domina una alta evaporación durante el año, lo cual lo hace un sistema hipersalino (Camacho-Ibar *et al.* 2003). Los tiempos de residencia del agua dentro de la bahía son menores en verano (13 días) que en invierno (20 días) debido a la mayor intensidad de los vientos del noroeste durante primavera y verano, lo cual facilita la expulsión del agua de la bahía hacia el océano (Aveytua-Alcázar, 2002). La salinidad y la temperatura tienden a aumentar de la boca al interior de ambas bahías (Álvarez-Borrego *et al.* 1977; Millán-Núñez *et al.* 1982) y se ha reportado que los índices de surgencias más

elevados se presentan aproximadamente en mayo y junio (Millán-Núñez *et al.* 1982; Álvarez-Borrego *et al.* 2004).

Bahía San Quintín es una laguna costera influenciada por surgencias costeras del Sistema de la Corriente de California (SCC) (Millán-Núñez *et al.* 1982). La característica del área oceánica adyacente a la laguna radica en que el efecto de la circulación oceánica se suma al de los vientos para producir un intenso fenómeno de surgencias (Álvarez-Borrego, 2004).



Figura 1.- Localización de Bahía San Quintín, B.C., México. Los círculos (●) representan las estaciones de muestreo; las líneas dividen a la bahía en tres zonas: Zona A (Boca), Zona B (BSQ) y Zona C (BF).

V.-MATERIALES Y MÉTODOS

V.I.-Obtención de muestras.

Para el desarrollo de este trabajo se realizó un muestreo espacial en Bahía San Quintín del 30 de Mayo al 8 de Junio del 2004, cubriendo una red de 15 estaciones durante la pleamar del día. Los puntos de muestreo se encuentran distribuidos en Bahía San Quintín (BSQ) y Bahía Falsa (BF), extendiéndose hacia la zona de la boca y el océano (Fig.1). El recorrido se realizó en una embarcación, en la cual fueron colectadas muestras de agua de mar superficial mediante una bomba de succión hacia una cubeta y se registró la temperatura *in situ* con termómetro de cubeta. Para hacer mediciones de salinidad, se almacenaron muestras sin filtrar, a temperatura ambiente, en botellas Nalgene de 250 mL y posteriormente fueron analizadas en laboratorio con un salinómetro Guildline Autosal con base en la Escala Práctica de Salinidad.

Con las muestras obtenidas, se realizaron análisis de estructura de la comunidad del fitoplancton (conteos en microscopio), espectros de absorción de luz por material total particulado y análisis de pigmentos por HPLC.

Las muestras para análisis de la estructura de la comunidad del fitoplancton, consistieron en 250 ml de agua de mar almacenada en botellas Nalgene oscuras y se les adicionó a cada una 2.5 ml de lugol con base de acetato de sodio para su preservación hasta su observación en laboratorio, de acuerdo a la técnica de Utermöhl (1958). Para la estimación del coeficiente de

absorción de luz por fitoplancton se filtraron 600 ml de agua de mar en filtros GF/F de 25 mm de diámetro, los filtros fueron colocados en cápsulas Histoprep y almacenados en nitrógeno líquido para su posterior análisis en laboratorio.

Asimismo para la estimación de clorofilas y carotenoides por HPLC, se filtraron 600 ml de agua de mar en filtros GF/F de 25 mm de diámetro. Los filtros fueron almacenados en nitrógeno líquido para su posterior análisis en el laboratorio del Centro de Hidro-Óptica y Sensores remotos (CHORS) de la Universidad Estatal de San Diego, California (SDSU).

V.II.-ANÁLISIS DE MUESTRAS

V.II.I.- Estructura de la comunidad del fitoplancton.

Para realizar los conteos e identificación del fitoplancton se utilizó un microscopio invertido con contraste de fases, marca Carl Zeiss de acuerdo con el método de Utermöhl (1958). De la muestra colectada fueron sedimentados volúmenes de 25 y 50 ml durante 24 hrs. La muestra de 25 ml fue observada en 2 aumentos: 200x para contar los grandes grupos en todo el fondo de la cámara y en 400x en dos transectos en forma de cruz para contar los grupos pequeños.

La muestra de 50 ml fue observada a 100x, en todo el fondo, para contar a los grupos poco representados, es decir no observados en los conteos anteriores Santamaría-del Ángel (1988).

Para determinar el orden de importancia de cada género dentro de la estructura de la comunidad del fitoplancton se utilizó la ecuación de Levins (1968) (ec.1).

$$Bi = \exp \left[- \sum_{j=1}^k \left(\frac{Pij}{Rj} \right) \text{Ln} \left(\frac{Pij}{Rj} \right) \right] \quad \text{.....ec.1}$$

En donde: Bi = Índice de nicho; Pij = es la proporción relativa del género i en la muestra j ; Rj = es la suma de sus proporciones en cada muestra.

V.II.II.-Coeficiente de Absorción por fitoplancton: $a_{ph}(\lambda)$.

Los filtros con muestra fueron descongelados y humedecidos con agua de mar filtrada; asimismo a manera de referencia o "blancos" se utilizaron filtros GF/F de 25mm nuevos saturados con agua de mar filtrada. Se midió la absorción de las muestras utilizando el método QFT descrito por Mitchell (1990), en un espectrofotómetro Perkin Elmer Lambda 10, equipado con una esfera integradora. Se realizaron dos lecturas ("barridos"); de 400 a 750 nanómetros (nm) con resolución de 1nm. Con el primer barrido se obtuvieron los coeficientes de absorción del material total particulado: $a_{part}(\lambda)$. Posteriormente los filtros fueron colocados en metanol caliente (Kishino *et al.* 1985) en dos ocasiones por 15 minutos cada una, después fueron lavados y se realizó el segundo barrido con el que se obtuvo el coeficiente de absorción del detritus: $a_d(\lambda)$. Con estos dos coeficientes se calculó el coeficiente de absorción del fitoplancton $a_{ph}(\lambda)$ (ec.2).

$$a_{ph}(\lambda) = a_{part}(\lambda) - a_d(\lambda) \quad \text{.....ec. 2}$$

V.II.III.- Análisis de la forma espectral de absorción.

Con el propósito de comparar la información generada a través de la metodología tradicional de conteos e identificación de células, se analizó la forma espectral del coeficiente de absorción de luz por fitoplancton. Para llevar a cabo este análisis se obtuvo la absorción integrada: $a_{ph}N$ (Roesler *et al.* 1989) (ec.3). Primero se calculó la integral del área bajo la curva espectral del coeficiente de absorción de luz por fitoplancton (a_{ph}), posteriormente con el valor del área calculado se normalizó la absorción de luz por fitoplancton a_{ph} .

$$a_{ph}N = \frac{a_{ph}(\lambda)(m^{-1})}{\int_{400}^{750} a_{ph}(\lambda)(m^{-1})d\lambda(nm)} \quad \text{.....ec. 3}$$

Finalmente la $a_{ph}N$ se normalizó con su valor de máxima absorción a 440 nm ($a_{ph}N/a_{ph}N_{440}$ nm).

Sucesivamente se calculó el coeficiente específico de absorción de luz por fitoplancton: $a^*_{ph}(\lambda)$ [$m^2(mg\text{ Cla})^{-1}$] normalizando el coeficiente de absorción del fitoplancton $a_{ph}(\lambda)$ con los datos de concentración de clorofila *a* total obtenidos por HPLC, donde la clorofila *a* total (ClaT) representa la suma de la concentración de clorofilide *a*, alomero y epímero de Cla, monovinil Cla y divinil Cla (Trees *et al.* 2000).

V.II.IV.-Concentración de pigmentos: HPLC.

Las clorofilas y carotenoides fueron separados por la técnica de HPLC (Wright *et al.* 1991) con una columna Spherisorb ODS-2 C₁₈ en un sistema de gradientes de tres solventes: (a) 80:20 metanol: 0.5 Acetato de amonio(v/v); (b) 90:10 Acetonitrilo: agua (v/v); y (c) Acetato de etilo a razón de 1mL min⁻¹, de acuerdo con el protocolo de la NASA para HPLC (Bidigare y Trees, 2000).

Fueron extraídos 16 pigmentos (mg m⁻³) y posteriormente fueron utilizados para la estimación de la contribución al total de Cla de los grupos de fitoplancton por quimiotaxonomía.

V.II.V.-Estimación de la quimiotaxonomía: CHEMTAX.

Para estimar la contribución de las diferentes clases del fitoplancton se utilizó el programa CHEMTAX (Mackey *et al.* 1996), con el cual se calculó la proporción de clases de fitoplancton a partir de las concentraciones de clorofilas y carotenoides de la matriz de pigmentos obtenidos por HPLC y una matriz base formada con los principales grupos fitoplanctónicos y la concentración típica de sus pigmentos con relación al total de Cla (tabla IV). Los grupos taxonómicos que se utilizaron en la matriz base fueron seleccionados con base en la descripción de Millán-Núñez *et al.* (2004b).

Los pigmentos obtenidos por HPLC utilizados para la caracterización de la taxonomía química y la cuantificación de la contribución de los diferentes grupos fitoplanctónicos al total de Cla fueron: peridinina (perid), 19'-butanoloxyfucoxantina (but-fuco), fucoxantina (fuco), prasinoxantina (prasi), violaxantina (viola), 19'-hexanoloxyfucoxantina (hex-fuco), diadinoxantina (diadino), aloxantina (allo), zexantina (zea), luteina (lut), clorofila *b* (Clb), divinil clorofila *a* (Dv Cla) y clorofila *a* total (ClaT).

VI.- RESULTADOS

VI.I.-Caracterización de las condiciones hidrográficas en Bahía San Quintín.

Los resultados obtenidos en el muestreo espacial en la red de 15 estaciones (Fig.1) distribuidas en la bahía se presentan separados en tres bloques: zona A (océano-Base "Y", Boca), zona B BSQ (Bahía San Quintín), Zona C BF (Bahía Falsa).

El intervalo de variabilidad de la temperatura y salinidad de cada una de las estaciones durante los días de muestreo se encuentran en la tabla I. En la zona A, la temperatura promedio aumentó de la boca hacia la base de la "Y" de 12.5 a 19°C, (Fig.2a). En la zona B y C, la temperatura en promedio aumentó hacia el interior de los brazos de 19 a 23°C y de 17.5 a 20°C respectivamente (Fig.2b, 2c). La salinidad promedio, por zonas, osciló entre 33.89 (zona A), 35.4 (zona B) y 34.4 (zona C).

En la zona A en promedio aumentó de 33.6 a 34.6 (Fig. 3a), en la zona B de 34.4 a 36.7 (Fig.3b) mientras que en la zona C la salinidad fue en promedio similar entre las estaciones: ~34.6 (Fig.3c).

Tabla I.- Temperatura (°C) y Salinidad en las tres zonas, con las fechas de cada día de muestreo.

Zona A (océano-base 'Y')										
	1		2		6		10		12	
	Temp (°C)	Sal	Temp (°C)	Sal	Temp (°C)	Sal	Temp (°C)	Sal	Temp (°C)	Sal
31/May	12.5	33.67	13.0	33.79	17.0	34.25	19.0	34.62	19.0	34.35
03/Jun	16.0	33.71	15.0	33.84	14.5	33.80	18.0	34.21	19.0	-
06/Jun	14.5	33.72	14.0	33.69	14.0	33.68	14.5	33.73	17.0	-
Zona B (Bahía San Quintín)										
	14		16		17		19		20	
	Temp (°C)	Sal	Temp (°C)	Sal	Temp (°C)	Sal	Temp (°C)	Sal	Temp (°C)	Sal
30/May	17.5	34.90	-	35.30	-	-	-	36.24	-	36.77
02/Jun	20.0	34.70	20.0	34.85	21.0	35.10	22.0	35.91	23.0	36.59
05/Jun	19.0	34.42	19.0	34.72	21.0	35.18	21.0	35.83	22.0	36.25
08/Jun	19.0	-	19.0	-	20.0	-	21.0	-	22.0	35.84
Zona C (Bahía Falsa)										
	26		27		28		29		30	
	Temp (°C)	Sal	Temp (°C)	Sal	Temp (°C)	Sal	Temp (°C)	Sal	Temp (°C)	Sal
30/May	18.0	34.61	18.0	34.63	18.5	34.64	18.5	34.63	20.0	34.68
02/Jun	18.0	34.28	19.0	34.72	18.0	34.47	19.0	34.56	19.5	34.68
05/Jun	17.5	34.16	19.5	34.58	18.5	34.36	18.5	34.37	19.0	34.55
08/Jun	18.5	34.20	19.0	34.28	19.0	34.23	20.0	34.44	20.0	34.40

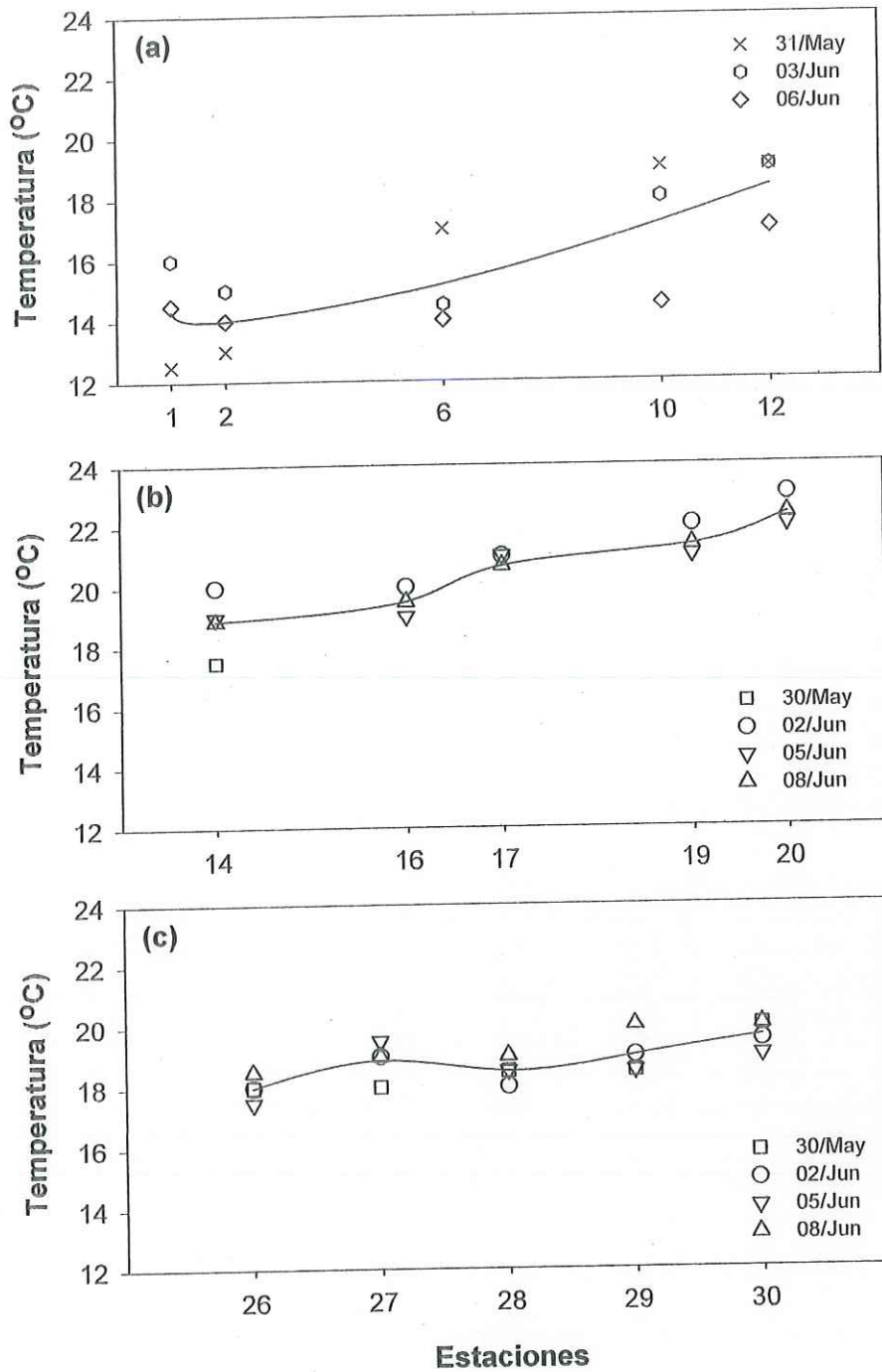


Figura 2.- Distribución espacial de la temperatura ($^{\circ}\text{C}$): (a) Zona A (boca), (b) Zona B (BSQ), c) Zona C (BF). Cada símbolo corresponde a un día diferente de muestreo, la línea continua indica el promedio en cada una de las zonas.

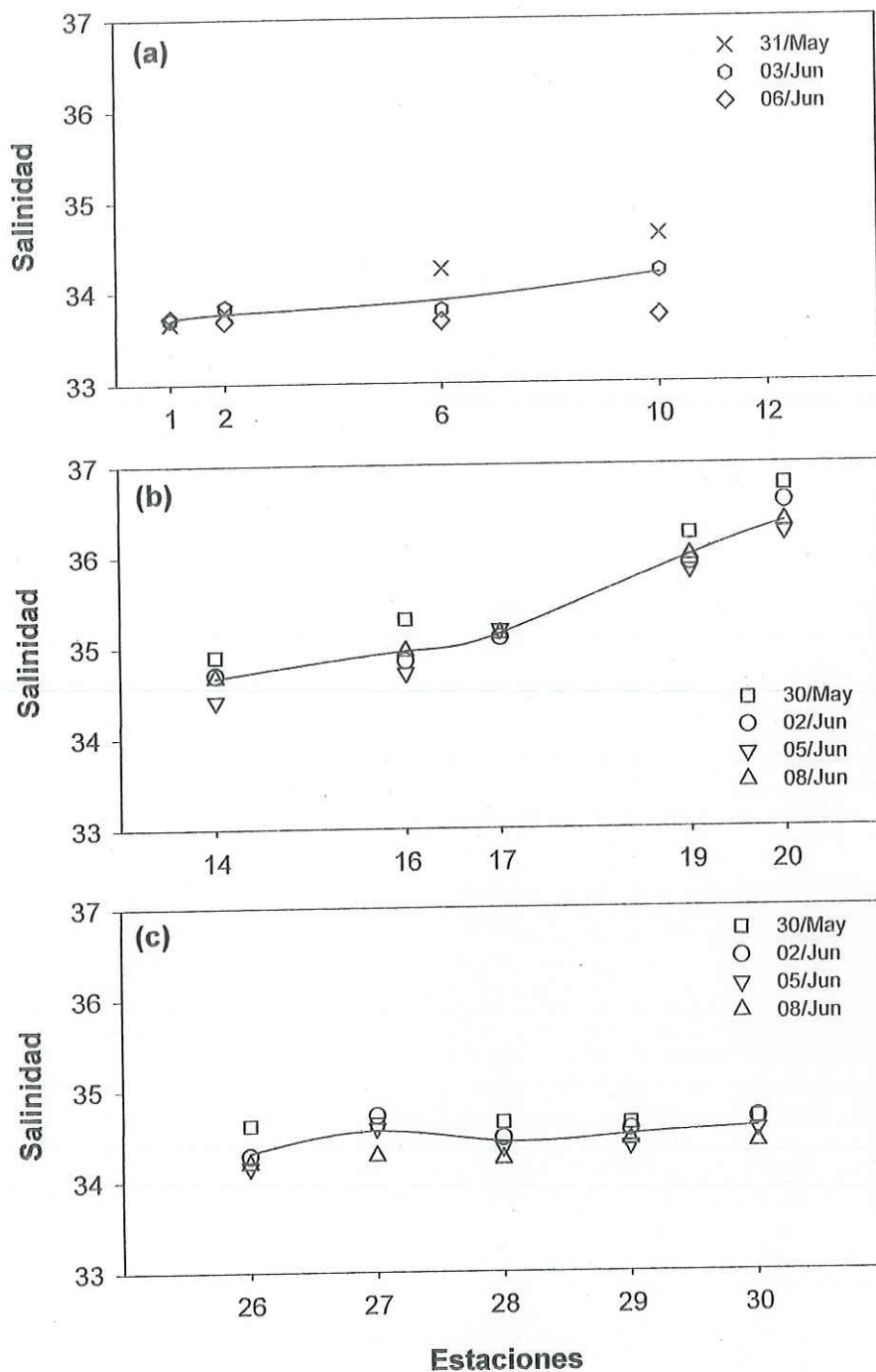


Figura 3.- Distribución espacial de la salinidad: (a) Zona A (boca), (b) Zona B (BSQ), (c) Zona C (BF). Cada símbolo corresponde a un día diferente de muestreo. La línea continua indica el promedio en cada una de las zonas.

VI.II.- Estructura de la comunidad del fitoplancton.

Para estimar la variabilidad espacial de la estructura de la comunidad del fitoplancton se realizó el análisis taxonómico en microscopio a nivel género. Se calculó el promedio de las abundancias de fitoplancton de los días de muestreo en cada estación de tres grupos: dinoflagelados, diatomeas y criptofitas. Las figuras 4a, 4b, 4c muestran que la abundancia de los tres grupos del fitoplancton se distribuyó de manera diferente entre las zonas durante el periodo de muestreo.

En la zona A (boca) las diatomeas y dinoflagelados, fueron más abundantes en las estaciones oceánicas (Fig.4a), siendo mayor la abundancia de dinoflagelados que la de diatomeas, por el contrario, en la misma figura, se observa que la abundancia de las criptofitas fue menor en la región oceánica que al interior de la zona.

En la zona B (BSQ) la abundancia de diatomeas presentó tendencia de aumento de la est.14 a la 17 y disminuyó hacia el fondo de la bahía (est. 19 y 20), mientras que la abundancia de los dinoflagelados tendió a disminuir de la est.14 hacia el interior de la bahía (Fig.4b). La abundancia de criptofitas fue mayor hacia el interior; en las estaciones 19 y 20, mientras que la menor abundancia se observó en la est.16.

En la zona C (BF) (Fig.4c) la abundancia de diatomeas fue mayor que los dinoflagelados; aumentando de la est. 26 a la est. 30, la abundancia del grupo en la estación 30 fue 60% mayor.

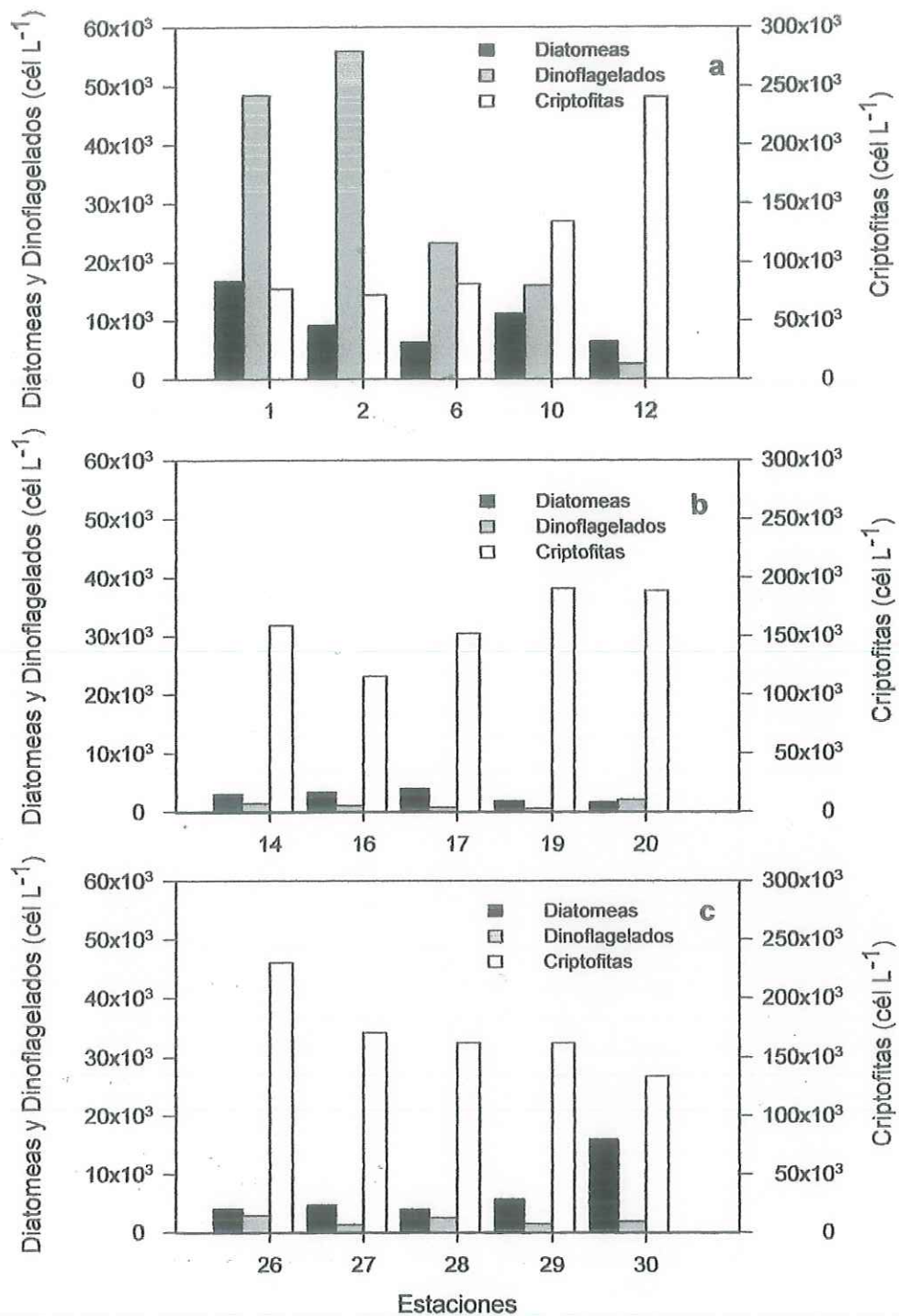


Figura 4.- Abundancia total promedio (cél L⁻¹) de diatomeas (barras negras), dinoflagelados (barras grises) y criptofitas (barras blancas) (eje secundario; note diferencia de escala) en cada zona: a) Zona A, b) Zona B, c) Zona C.

La abundancia de dinoflagelados permaneció en bajas concentraciones en todas las estaciones de la zona, mientras que la abundancia de criptofitas presentó una ligera disminución de la estación 26 a la 30.

Se observó que los dinoflagelados presentaron mayores abundancias en las estaciones 2, 1 y 6: 55,924 cél L⁻¹, 48,447 cél L⁻¹ y 23,308 cél L⁻¹ respectivamente; las mayores abundancias de diatomeas se presentaron en las estaciones 1 y 30: 16,789, 15,966 cél L⁻¹ respectivamente. Las criptofitas presentaron abundancias mayores respecto a diatomeas y dinoflagelados en todas las estaciones, siendo la abundancia promedio del grupo de: 151, 418 cél L⁻¹, presentando mayor abundancia (240,0619 cél L⁻¹) en la estación 12 y la menor en la estación 2 (71,763 cél L⁻¹) (figuras 4a, 4b, 4c).

En total se identificaron 17 géneros de diatomeas, 11 de dinoflagelados y 1 de criptofitas del género *Chroomonas* sp. Por medio del índice de Levins (1968) (ec.1) se obtuvieron las proporciones relativas y la amplitud de nicho (**Bi**) de cada género (solo para diatomeas y dinoflagelados) (tabla II), esto con el propósito de dar un orden de importancia a cada uno dentro de su grupo; bajo el criterio de que a mayor **Bi**, mayor distribución espacial del género durante el periodo de muestreo.

Los géneros de diatomeas con mayor **Bi** fueron: *Nitzschia* (**Bi** =14.03), *Navicula* (**Bi** =12.47), *Cocconeis* (**Bi** =9.85) y *Amphora* (**Bi** =9.80) y los dinoflagelados con mayor **Bi** fueron: *Prorocentrum* (**Bi** =14.87), *Gymnodinium* (**Bi** =13.18), *Ceratium* (**Bi** =13.09) y *Protoberidinium* (**Bi** = 12.78) (tabla II).

Tabla II.- Proporciones relativas (P_{ij}) de géneros de diatomeas y dinoflagelados con relación al índice de amplitud de nicho (B_i) (Levins, 1968) en Bahía de San Quintín.

Estaciones	1	2	6	10	12	14	16	17	19	20	26	27	28	29	30	B_i
Diatomeas																
<i>Nitzschia</i>	0.62	0.14	0.55	0.22	0.63	0.57	0.54	0.63	0.38	0.37	0.55	0.63	0.67	0.74	0.84	14.03
<i>Navicula</i>	0.06	0.19	0.17	0.02	0.03	0.04	0.10	0.04	0.04	0.05	0.11	0.09	0.08	0.06	0.04	12.47
<i>Cocconeis</i>	0.01	0.01	0.05	0.01	0.05	0.11	0.09	0.04	0.17	0.28	0.09	0.05	0.05	0.02	0.02	9.85
<i>Amphora</i>	0.00	0.01	0.01			0.02	0.02	0.02	0.03		0.02		0.02	0.01	0.01	9.80
<i>Licmophora</i>				0.00	0.01	0.05	0.03	0.01		0.04	0.05	0.02	0.03	0.04	0.01	8.82
<i>Toxarium</i>			0.00	0.01	0.08	0.02	0.05	0.04			0.01	0.01	0.04	0.03	0.00	8.16
<i>Fragilaria</i>	0.01	0.01	0.00			0.05	0.08		0.09		0.02	0.01	0.02	0.04	0.01	7.71
<i>Thalassiothrix</i>					0.09	0.02	0.04	0.10	0.12	0.03	0.03		0.02	0.01	0.01	7.06
<i>Coccinodiscus</i>	0.23	0.38	0.15	0.01	0.02	0.04	0.02	0.02		0.04	0.03	0.03	0.02	0.04	0.01	7.03
<i>Rhizosolenia</i>						0.02		0.02	0.03	0.04		0.01	0.02		0.02	6.59
<i>Striatella</i>				0.00			0.02	0.03		0.04	0.02	0.01			0.01	5.51
<i>Grammatophora</i>						0.05					0.05	0.06	0.02	0.01	0.00	4.58
<i>Thalassiosira</i>	0.08	0.24	0.06	0.00	0.02	0.02						0.03				4.08
<i>Climascopenia</i>					0.01		0.02		0.09			0.01	0.02		0.01	3.94
<i>Pleurosigma</i>					0.01			0.01		0.07					0.01	2.63
<i>Pseudonitzschia</i>		0.03		0.72	0.05			0.03				0.03				1.97
<i>Biddulphia</i>									0.05							1.00
<i>Diploneis</i>										0.04						1.00
Dinoflagelados																
<i>Prorocentrum</i>	0.73	0.56	0.52	0.53	0.62	0.56	0.48	0.56	0.69	0.46	0.63	0.59	0.56	0.63	0.46	14.87
<i>Gymnodinium</i>	0.08	0.11	0.15	0.09	0.10	0.17	0.11		0.10	0.12	0.10	0.15	0.05	0.09	0.04	13.18
<i>Ceratium</i>	0.08	0.15	0.09	0.17	0.10	0.15	0.11	0.07	0.10		0.07	0.04	0.08	0.12	0.06	13.09
<i>Protoperdinium</i>	0.03	0.09	0.08	0.08	0.06	0.04	0.10	0.07	0.10		0.07	0.06	0.06	0.04	0.17	12.78
<i>Gyrodinium</i>	0.01	0.03	0.06	0.02		0.04	0.13	0.17		0.02	0.03	0.05	0.12	0.04	0.06	9.88
<i>Dinophysis</i>	0.00	0.02	0.02	0.04	0.02	0.04	0.06	0.07		0.21	0.04	0.04	0.02	0.04	0.03	9.72
<i>Oxitoxum</i>	0.00	0.01	0.02	0.01	0.02					0.02			0.02	0.04	0.03	7.63
<i>Scropsiella</i>	0.01	0.01	0.02	0.01				0.08		0.03	0.02	0.07	0.02		0.08	7.20
<i>Gonyaulax</i>	0.03	0.01	0.03	0.03	0.07					0.15	0.02		0.05			5.91
<i>Heterocapsa</i>	0.03	0.01	0.02	0.02									0.02		0.06	5.13
<i>Podolampas</i>	0.002		0.003	0.003											0.02	2.24

VI.III.-Coeficiente de absorción del material total particulado ($a_{part}(\lambda)$) detritus ($a_{det}(\lambda)$) y fitoplancton ($a_{ph}(\lambda)$).

Las figuras 5a, 5b y 5c, muestran la absorción promedio del material total particulado (a_{part}) para cada una de las zonas. Las curvas espectrales de todas las estaciones mostraron una mayor variación alrededor de los 430-450 nm y una menor variabilidad alrededor de los 674nm. En la zona A (Fig.5a) la variabilidad de la absorción de luz a 440 nm fue de 0.207 a 0.344 m^{-1} , siendo mayor la absorción en la estación 12. En la zona B la variabilidad de absorción de luz mostró un intervalo de 0.152 a 0.309 m^{-1} , la mayor absorción en la zona se observó en la estación 14 y disminuyó hacia la estación 20 (Fig.5b). El intervalo de absorción de luz en la zona C fue de 0.258 a 0.296 m^{-1} , la estación 28 presentó la mayor absorción y la menor absorción se observó en la est.26 (Fig.5c).

La absorción del detritus a_{det} presentó curvas espectrales de forma exponencial negativa, hacia la región roja del espectro visible. En la zona A la variabilidad de la absorción a 440 nm fue de 0.072 m^{-1} en la est.1 a 0.143 m^{-1} a la est.12 (Fig.6a). En la zona B (Fig.6b) se observó que la absorción por detritus a 440 nm disminuyó de la est.14 a la est.20 con valores de 0.171 a 0.067 m^{-1} .

Y en la zona C la variabilidad fue menor entre estaciones; de 0.150 a 0.176 m^{-1} . La mayor absorción se observó en la est.30 (Fig.6c).

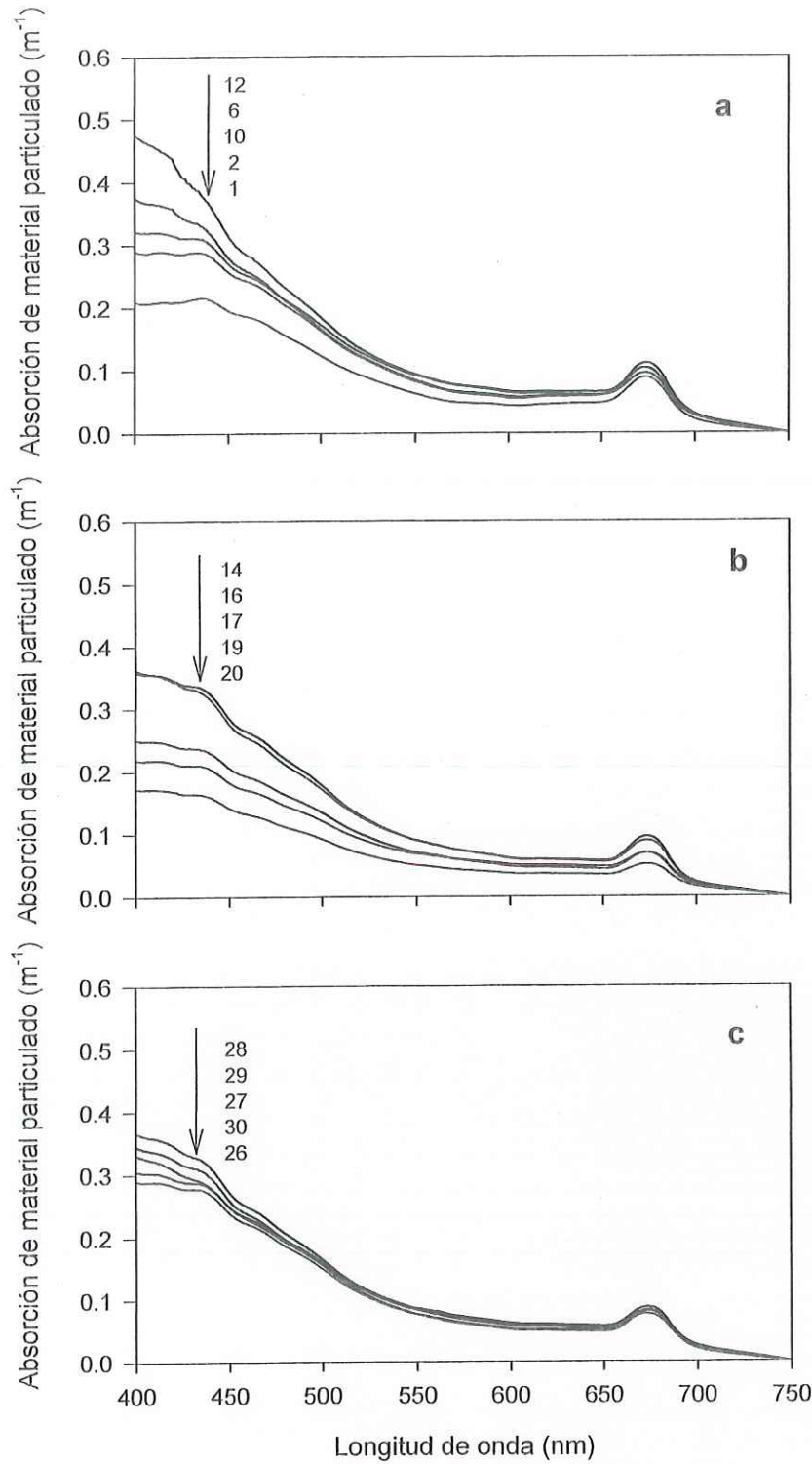


Figura 5.- Variación espacial de la absorción del material total particulado α_{part} (m^{-1}). Cada línea corresponde a la absorción promedio de las estaciones en cada zona: a) Zona A (boca), b) Zona B (BSQ) y c) Zona C (BF). Los números a la derecha de la flecha indican la posición de cada curva.

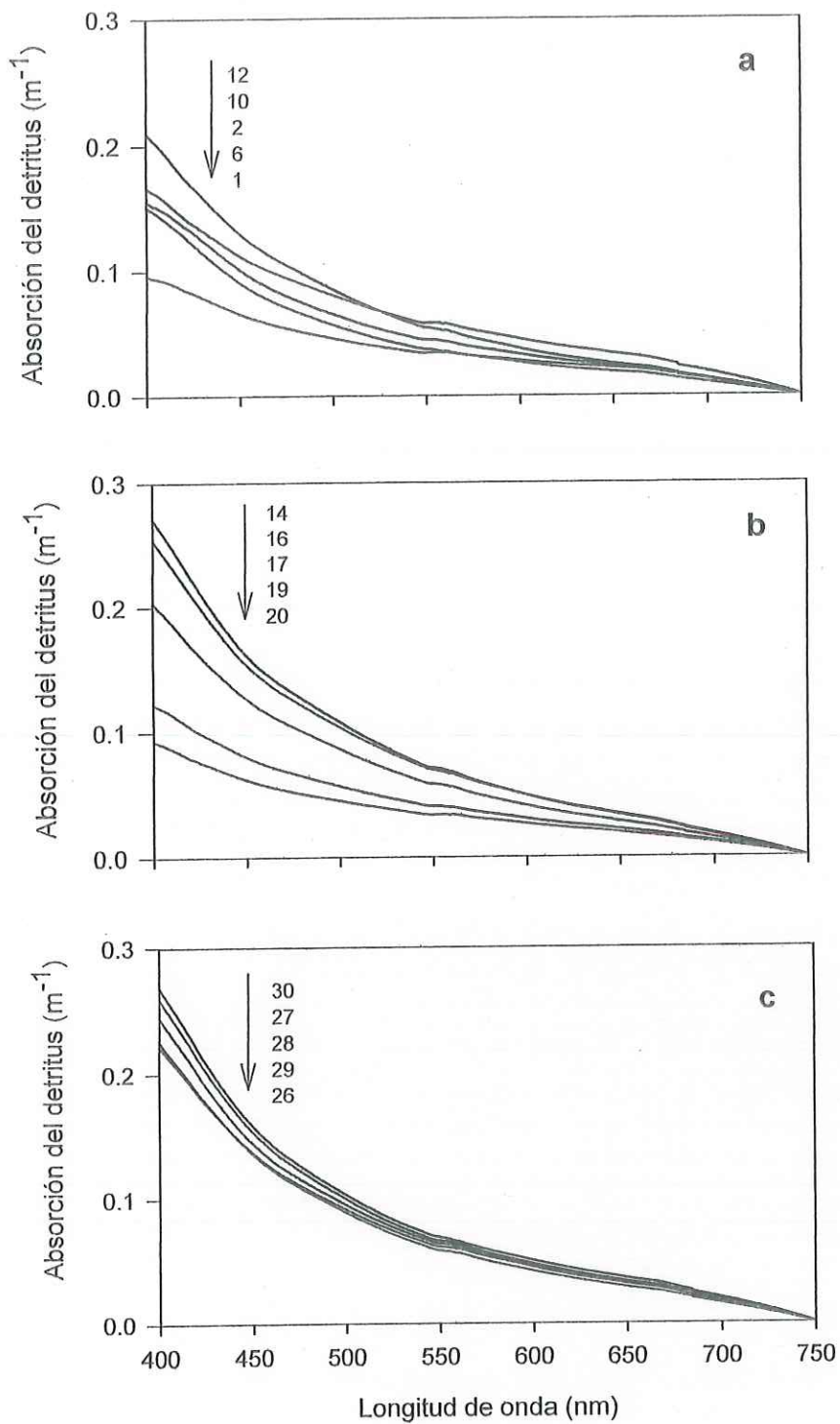


Figura 6.- Variación espacial de la absorción del detritus a_{det} (m^{-1}). Cada línea corresponde a la absorción promedio de las estaciones en cada zona: a) Zona A (boca), b) Zona B (BSQ) y c) Zona C (BF). Los números a la derecha de la flecha indican la posición de cada curva.

Las curvas espectrales de absorción de luz por fitoplancton a_{ph} mostraron dos picos de máxima absorción a 440 nm y a 674nm, con mayor variación entre los 430 y 450 nm. En la zona A el intervalo de variación del a_{ph} a 440 nm fue de 0.140 - 0.180 m^{-1} (sin considerar las est. 6 y 12). La mayor absorción se observó en la est. 2 y 10 (Fig.7a). El intervalo de variabilidad en la zona B fue de 0.090 - 0.144 m^{-1} . La mayor absorción se observó en la est. 14 y 16 (Fig.7b). La a_{ph} a 440 nm en la zona C fue de 0.102 a 0.150 m^{-1} . Siendo mayor la absorción en las estaciones 28 y 29 (Fig.7c).

La tendencia de los valores promedio a 440 nm y 674 nm de la absorción de luz por fitoplancton en cada zona se observa en las figuras 8a, 8b y 8c. En la zona A la a_{ph} a 440 nm aumentó de las estaciones de la boca hacia la base de la "Y", mientras que la a_{ph} a 674 nm fue similar entre estaciones (Fig. 8a). En la zona B (Fig. 8b), ambos valores disminuyeron hacia el interior de la zona, mientras que en la zona C (Fig. 8c), la a_{ph} a 440 y 674 nm fueron similares entre estaciones.

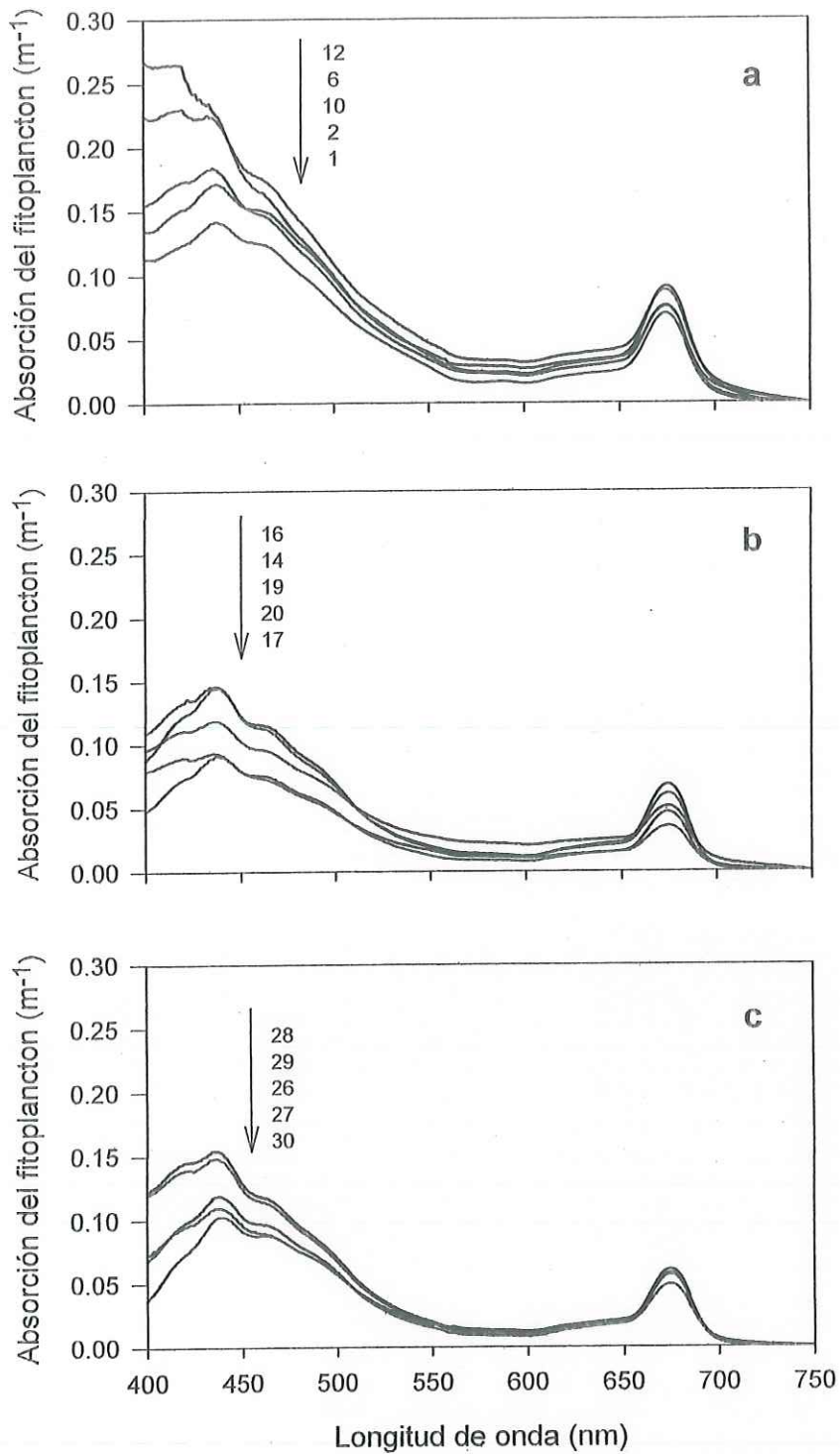


Figura 7.- Variación espacial de la absorción de luz por fitoplancton a_{ph} (m^{-1}). Cada línea corresponde a la absorción promedio de las estaciones en cada zona: a) Zona A (boca), b) Zona B (BSQ) y c) Zona C (BF). Los números a la derecha de la flecha indican la posición de cada curva.

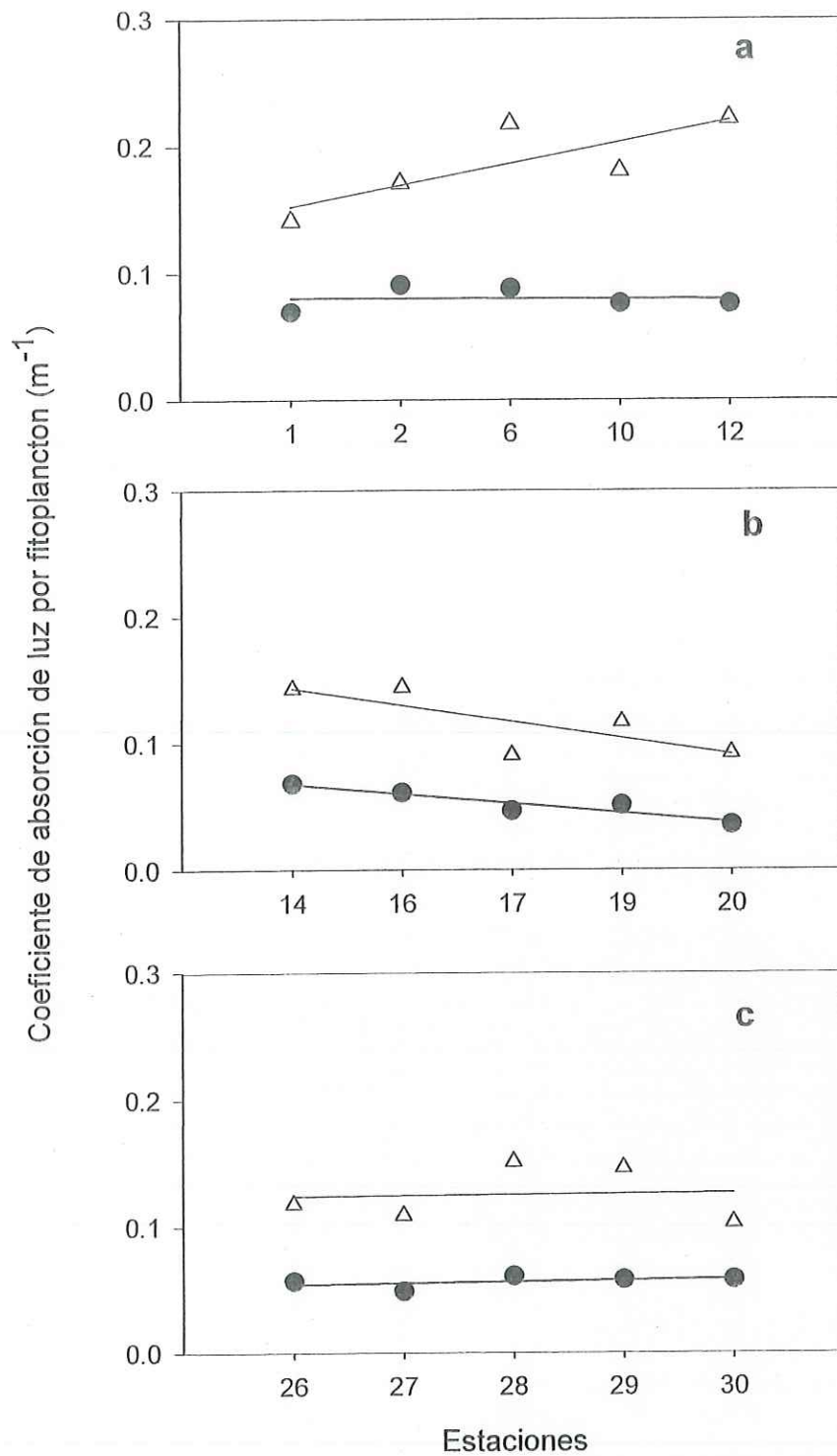


Figura 8.- Variabilidad espacial de la absorción de luz por fitoplancton a 440 nm (Δ) y a 674 nm (\bullet); a) Zona A (boca); b) Zona B (BSQ) y c) Zona C (BF). La línea continua indica la tendencia del promedio en cada zona.

VI.IV.-Forma espectral del coeficiente de absorción: Absorción del fitoplancton integrado: a_{phn} y Absorción del fitoplancton integrado normalizado a 440 nm: a_{phn}/a_{phn440} nm.

La forma espectral de la absorción del fitoplancton integrado (a_{phn}) de cada zona se muestra en las figuras 9a, 10a y 11a. La mayor variabilidad se observó entre las estaciones de la zona B (Fig. 10b), mientras que en las zonas A y C (Fig.9a y 11a) la forma espectral de absorción fue similar entre estaciones. La absorción integrada normalizada a 440 nm: a_{phn}/a_{phn440} nm, en la Zona A mostró que las estaciones con una misma forma espectral fueron: la est.1 y 2 (Fig.9b); las est.6 y 10 (Fig.9c), mientras que la estación 12 fue diferente (Fig.9d). En las estaciones 1, 2, 6 y 10 se observó un hombro de absorción a 460 nm, mientras que en la est.12 solo se mostró el máximo de absorción a 440 nm.

En la zona B, se observó que las formas espectrales de las estaciones 14, 16 y 17 son diferentes, mientras que las estaciones 19 y 20 presentaron la misma forma espectral (Fig.10b). Las formas espectrales de la zona C son iguales en las estaciones 28 y 29 (Fig. 11d), mientras que las formas espectrales del resto de las estaciones de la zona fueron diferentes (Figs. 11b, 11c, 11e).

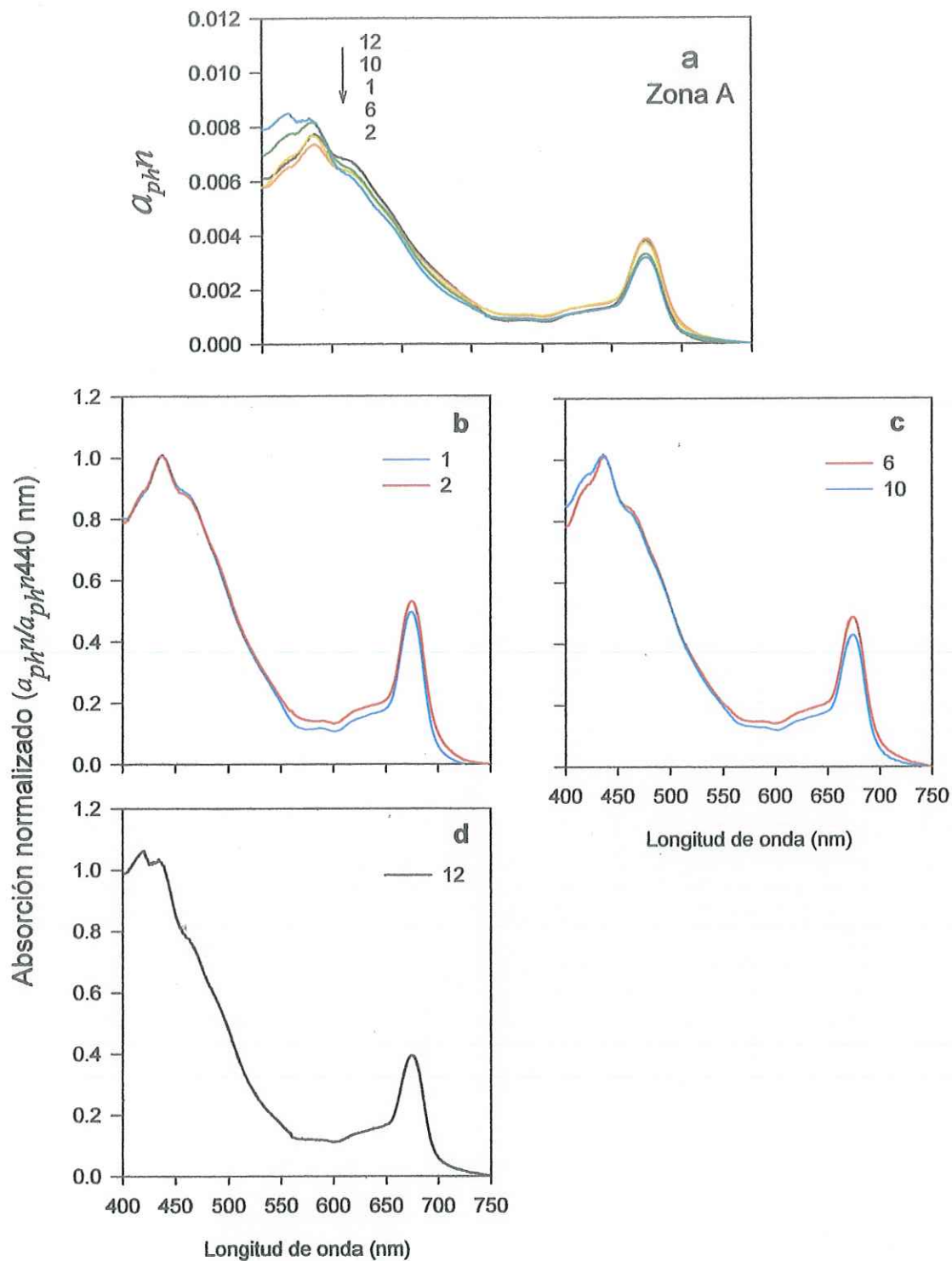


Figura 9.- Forma espectral de la absorción del fitoplancton: a) Absorción del fitoplancton integrado a_{phN} ; cada línea corresponde al promedio de las estaciones en la zona A y los números a la derecha de la flecha indican la posición de cada curva. Y Absorción integrado normalizado a 440nm; $a_{phN}/a_{phN440nm}$: b) : estaciones 1 y 2, c) estaciones 6 y 10 y d) estación 12.

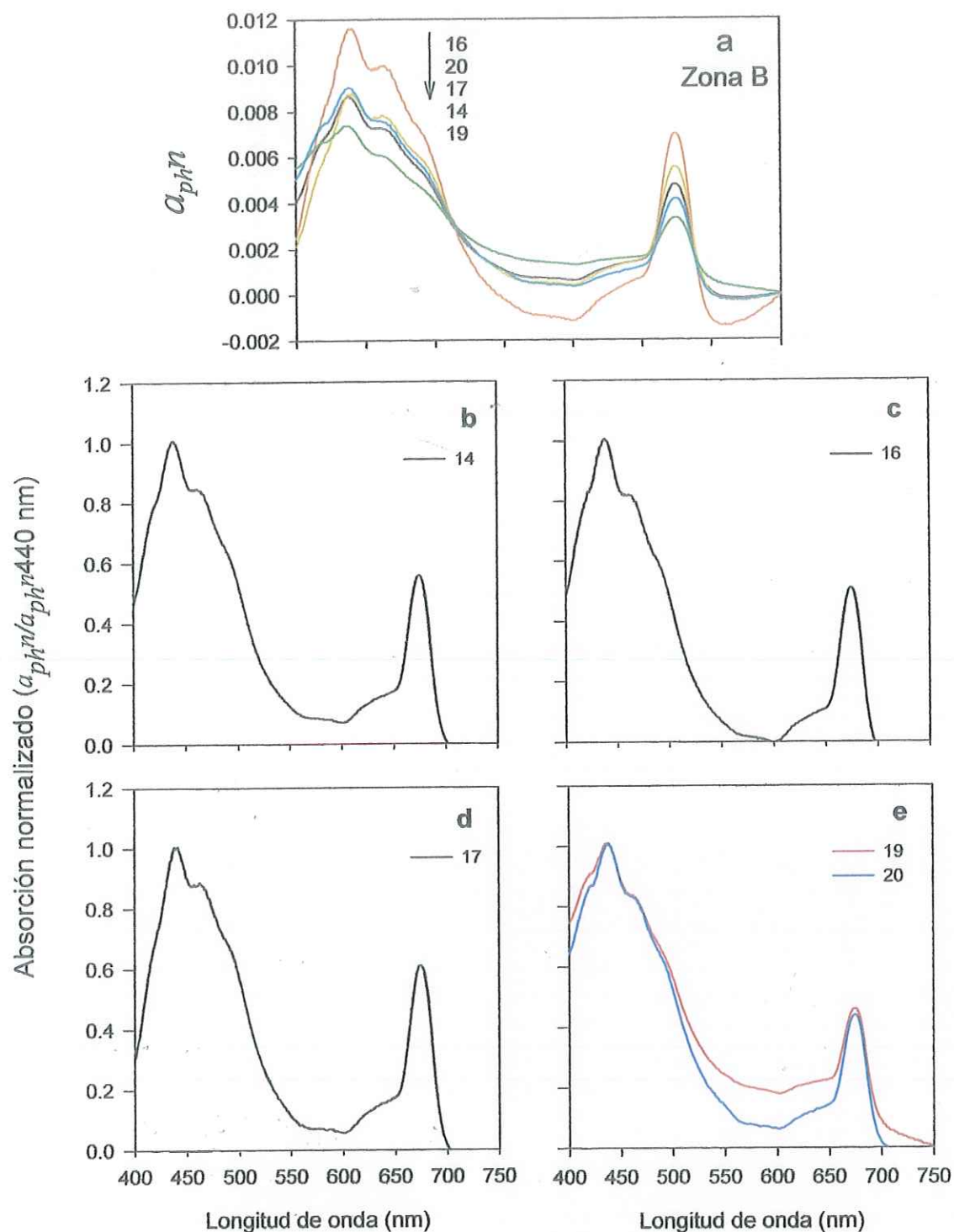


Figura 10.- Forma espectral de la absorción del fitoplancton: a) Absorción del fitoplancton integrado a_{phn} . Cada línea corresponde al promedio de las estaciones en la zona B, los números a la derecha de la flecha indican la posición de cada curva. Y Absorción integrado normalizado a 440nm; $a_{phn}/a_{phn440nm}$; b) estación 14, c) estación 16, d) estación 17 y e) estaciones 19 y 20.

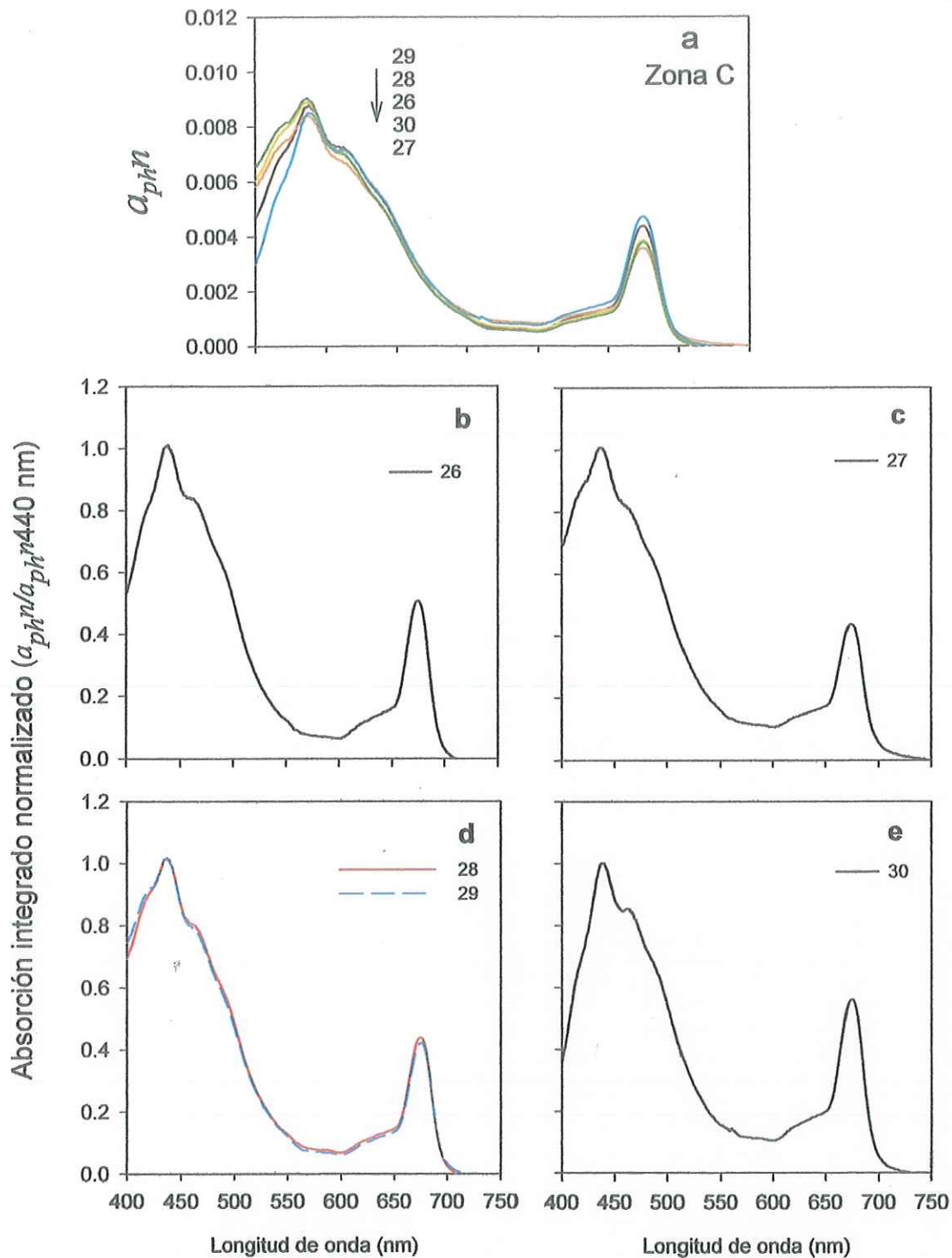


Figura 11.- Forma espectral de la absorción del fitoplancton: a) Absorción del fitoplancton integrado a_{phn} ; cada línea corresponde al promedio de las estaciones en la zona C y los números a la derecha de la flecha indican la posición de cada curva. Y Absorción integrado normalizado a 440nm; $a_{phn}/a_{phn440nm}$: b) estación 26, c) estaciones 27, d) estaciones 28 y 29 y e) estación 30.

VI.V.-Coeficiente específico de absorción a^*_{ph} [m^2 (mg ClaT) $^{-1}$]

El coeficiente específico de absorción de luz por fitoplancton de cada una de las zonas se muestra en las figuras 12a, 12b y 12c.

En la zona A la variabilidad del a^*_{ph} a 440 nm fue de 0.021 a 0.032 m^2 (mg Cla) $^{-1}$, sin considerar la curva de la est.12 ya que en esta no se observó el pico bien definido a 440 nm (Fig.12a). El mayor a^*_{ph} se observó en la est. 6 y la menor en la est.1. En la misma zona a 674 nm la variabilidad del coeficiente específico de absorción de luz por fitoplancton fue de 0.010 a 0.015 m^2 (mg Cla) $^{-1}$, los valores máximos y mínimos correspondieron a las est. 2 y 1 respectivamente. En la zona B a 440 nm la variabilidad del a^*_{ph} fue de 0.022 a 0.040 m^2 (mg Cla) $^{-1}$, con máximos en las estaciones 19 y 20, mientras que la menor absorción se observó en la est.17 (Fig.12b). El intervalo de variabilidad a 674 nm en la zona B fue de 0.010 a 0.017 m^2 (mg Cla) $^{-1}$, en este punto la mayor absorción se observó en la est.19.

En la zona C (Fig.12c) la a^*_{ph} fue de 0.022 a 0.033 m^2 (mg Cla) $^{-1}$, con máxima absorción en la est. 29 y menores absorciones en la est. 30 y 26. A 674 nm se observaron valores de absorción similares entre estaciones.

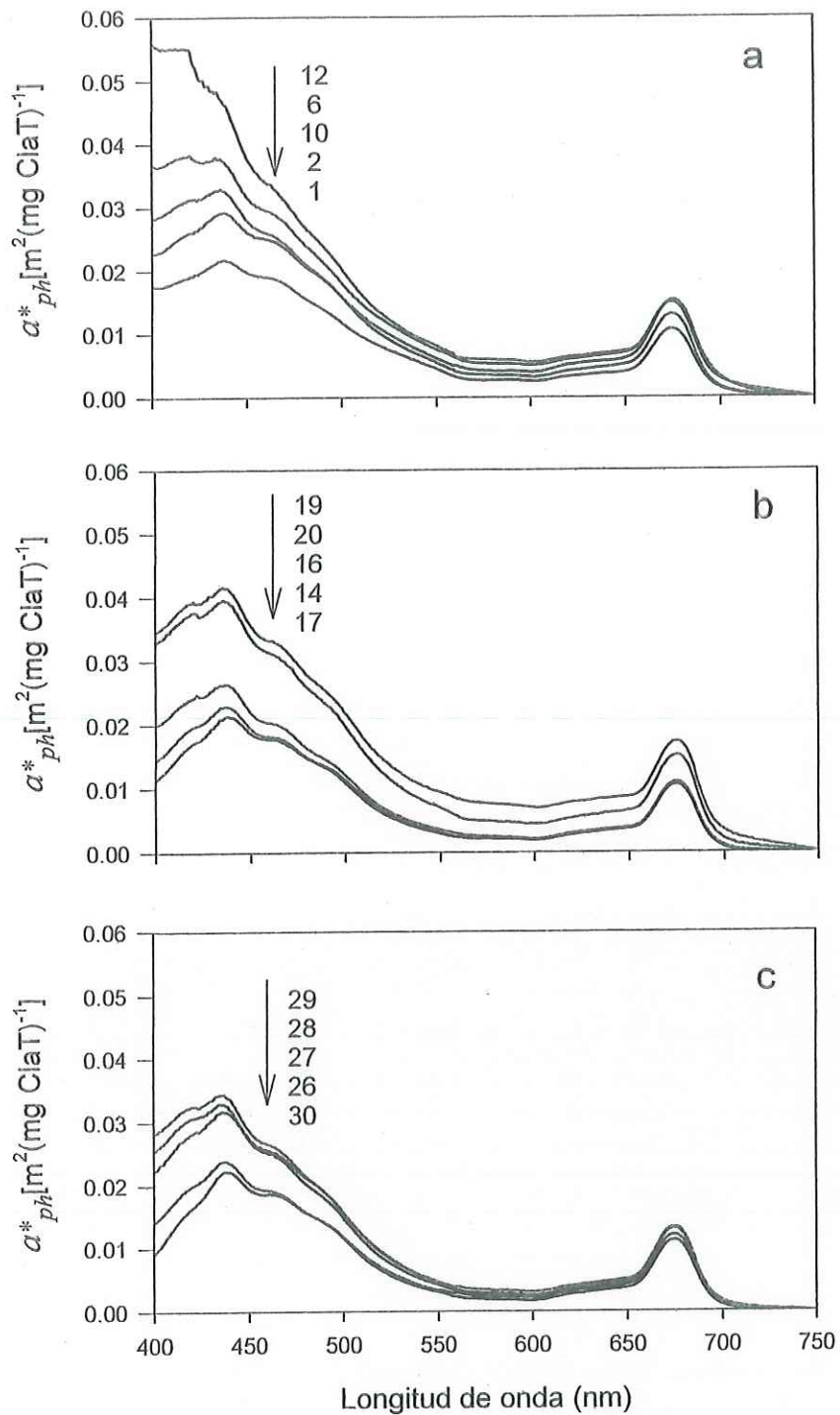


Figura 12.- Variación espacial del coeficiente específico de absorción de luz por fitoplancton: a^*_{ph} [$\text{m}^2(\text{mg Cl a T})^{-1}$]; a) Zona A (boca), b) Zona B (BSQ) y c) Zona C (BF). Cada línea representa el promedio de las estaciones en cada zona. Los números a la derecha de la flecha indican la posición de cada curva.

VI.VI.- Variabilidad espacial en la concentración de pigmentos.

VI.VI.I.- Concentración de Clorofila a Total (ClaT).

La distribución espacial de la concentración promedio de ClaT se observa por zonas en la figuras 13a, 13b y 13c.

En la zona A la mayor concentración promedio de ClaT se observó en la est.2 mientras que la menor concentración se encontró en la est.12 (Fig.13a). En la zona B (BSQ), la mayor concentración promedio de ClaT se observó en la estación 14 y a partir de esta estación la concentración promedio disminuyó hacia la estación 20 de 6.83 a 2.30 mg m⁻³ (Fig.13b).

En la zona C, la concentración promedio de ClaT fue similar en las est. 26, 28, 29 y 30, mientras que en la est.27 la concentración de ClaT promedio fue 30% menor (Fig.13c).

VI.VI.II.- Concentración de pigmentos y carotenoides.

Conjuntamente a la clorofila *a*, se obtuvieron las concentraciones de 16 pigmentos, de los cuales 6 son considerados como específicos y más abundantes dentro de algún grupo fitoplanctónico. Estos pigmentos son: fucoxantina (diatomeas), peridinina (dinoflagelados), clorofila *b* (clorofitas), zeaxantina (cianobacterias), aloxantina (criptofitas) y divinil clorofila *a* (proclorofitas). La concentración promedio del resto de los pigmentos (con concentraciones menores) se reportan en la tabla III.

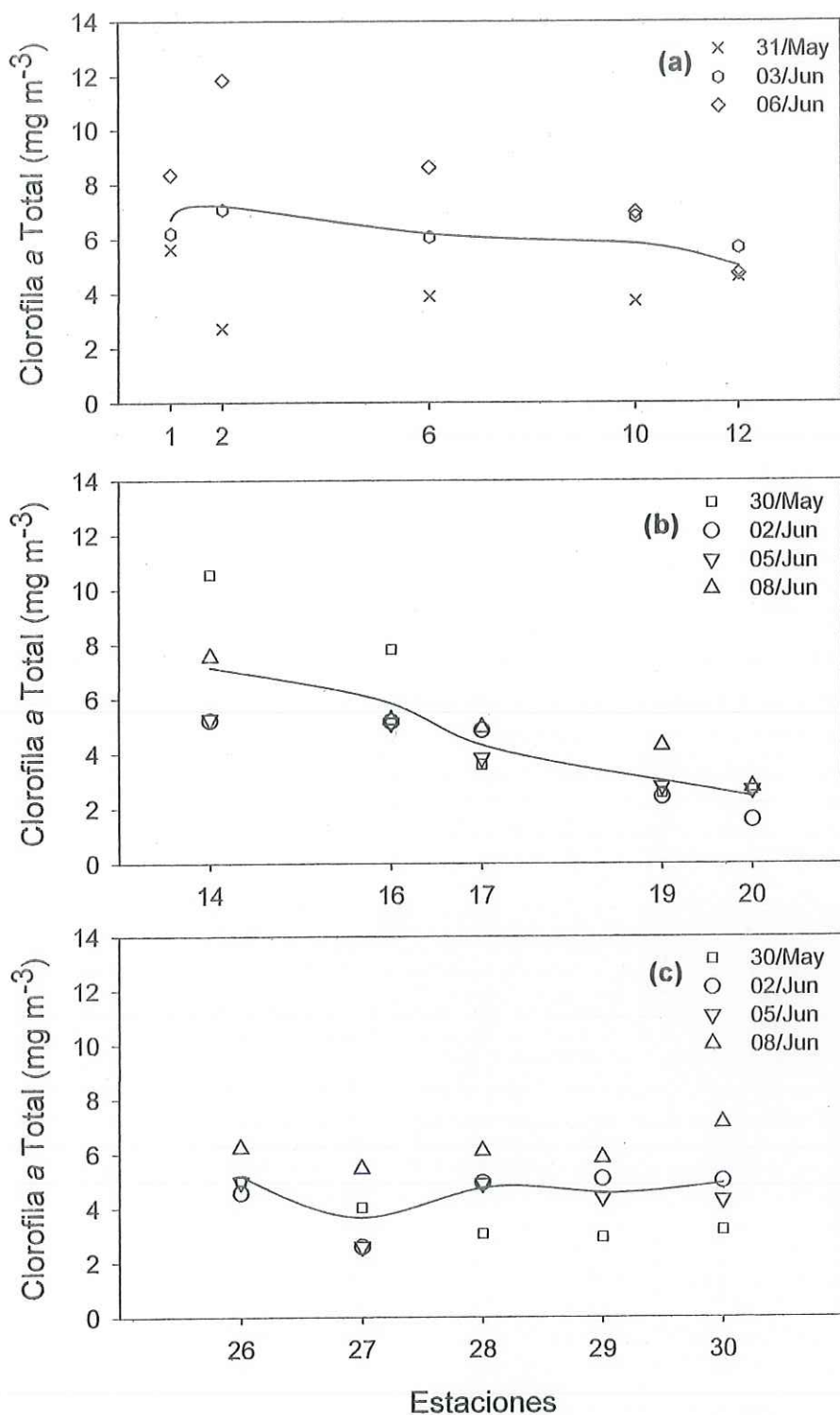


Figura 13.- Variación espacial de la concentración de ClaT (mg m^{-3}). Cada símbolo corresponde a un día de muestreo. La línea continua indica la concentración promedio en cada zona: a) Zona A (boca), b) Zona B (BSQ) y c) Zona C (BF).

Tabla III.- Concentración (mg m^{-3}) promedio de pigmentos accesorios (con menor concentración) estimados por HPLC en las diferentes zonas de Bahía de San Quintín.

ZONA A (BOCA)					
	1	2	6	10	12
But-fuco	0.054	0.014	0.012	0.007	0.007
Neo	0.090	0.032	0.030	0.037	0.035
Pras	0.057	0.057	0.058	0.075	0.083
Viola	0.058	0.072	0.067	0.073	0.066
Hex-fuco	0.084	0.064	0.055	0.032	0.014
Diadino	0.368	0.340	0.243	0.163	0.086
Diato	0.041	0.036	0.027	0.023	0.026
Lut	0.013	0.025	0.017	0.020	0.021
Dv Clb	0.006	0	0	0	0
Pheo	0.202	0.280	0.203	0.144	0.104
Zona B (BSQ)					
	14	16	17	19	20
But-fuco	0.016	0.008	0.006	0.005	0
Neo	0.046	0.046	0.030	0.030	0.020
Pras	0.116	0.105	0.073	0.065	0.056
Viola	0.100	0.077	0.060	0.036	0.042
Hex-fuco	0.014	0.001	0	0.014	0.002
Diadino	0.100	0.073	0.067	0.031	0.024
Diato	0.030	0.026	0.022	0.015	0.016
Lut	0.035	0.020	0.017	0.013	0.011
Dv Clb	0.028	0	0	0.010	0
Pheo	0.113	0.102	0.100	0.051	0.040
Zona C (BF)					
	26	27	28	29	30
But-fuco	0.006	0.005	0.007	0.007	0.008
Neo	0.035	0.031	0.040	0.032	0.042
Pras	0.100	0.081	0.100	0.100	0.110
Viola	0.067	0.061	0.070	0.063	0.068
Hex-fuco	0.024	0.008	0.012	0.010	0.005
Diadino	0.155	0.100	0.101	0.100	0.110
Diato	0.032	0.036	0.026	0.020	0.025
Lut	0.023	0.026	0.026	0.024	0.023
Dv Clb	0.036	0.016	0	0	0.026
Pheo	0.187	0.085	0.100	0.100	0.104

En la zona A (Fig.14a) la fucoxantina (fuco) presentó su mayor concentración promedio en la est.1 (1.46 mg m^{-3}) y disminuyó a partir de la est. 2, siendo su concentración en promedio similar en el resto de las estaciones. En esta zona se observaron las mayores concentraciones promedio (0.69 mg m^{-3}) de peridinina (perid) cuyo valor aumentó de la est.1 a la 2, y posteriormente disminuyó hasta la estación 12.

La clorofila *b* (Cl *b*) en la zona A mostró ligeras variaciones, con mayor concentración en la est.2 (0.86 mg m^{-3}). El pigmento aloxantina (alo) específico de las criptofitas presentó un comportamiento diferente a la perid y fuco, incrementando de la est.1 hacia la est.12 con una concentración promedio de 0.12 a 0.42 mg m^{-3} (Fig.14a). Debido a las bajas concentraciones de los pigmentos zeax y Dv Cla, estos fueron separados de los otros pigmentos para observar su comportamiento entre estaciones, en las tres zonas (Fig.15a y 15b). En la zona A la zeax se comportó de manera similar a la Cl *b*, mientras que la Dv Cla fue menor en las est. 6 y 10 (Fig.15b).

En la zona B (Fig.14b) las concentraciones promedio de los pigmentos fuco, Cl *b* y alo fueron mayores en la est. 14 (0.89 , 1.06 y 0.60 mg m^{-3} , respectivamente), disminuyendo hacia la est.20 (0.21 , 0.38 y 0.28 mg m^{-3}). Esta misma tendencia se observó con los pigmentos perid (Fig. 14b) y zeax (Fig. 15b), pero con valores menores a 0.02 y 0.06 mg m^{-3} , respectivamente. La Dv Cla presentó su mayor concentración (0.057 mg m^{-3}) en la est. 16, mientras que en el resto de las estaciones la concentración fue menor a 0.01 mg m^{-3} (Fig.15b).

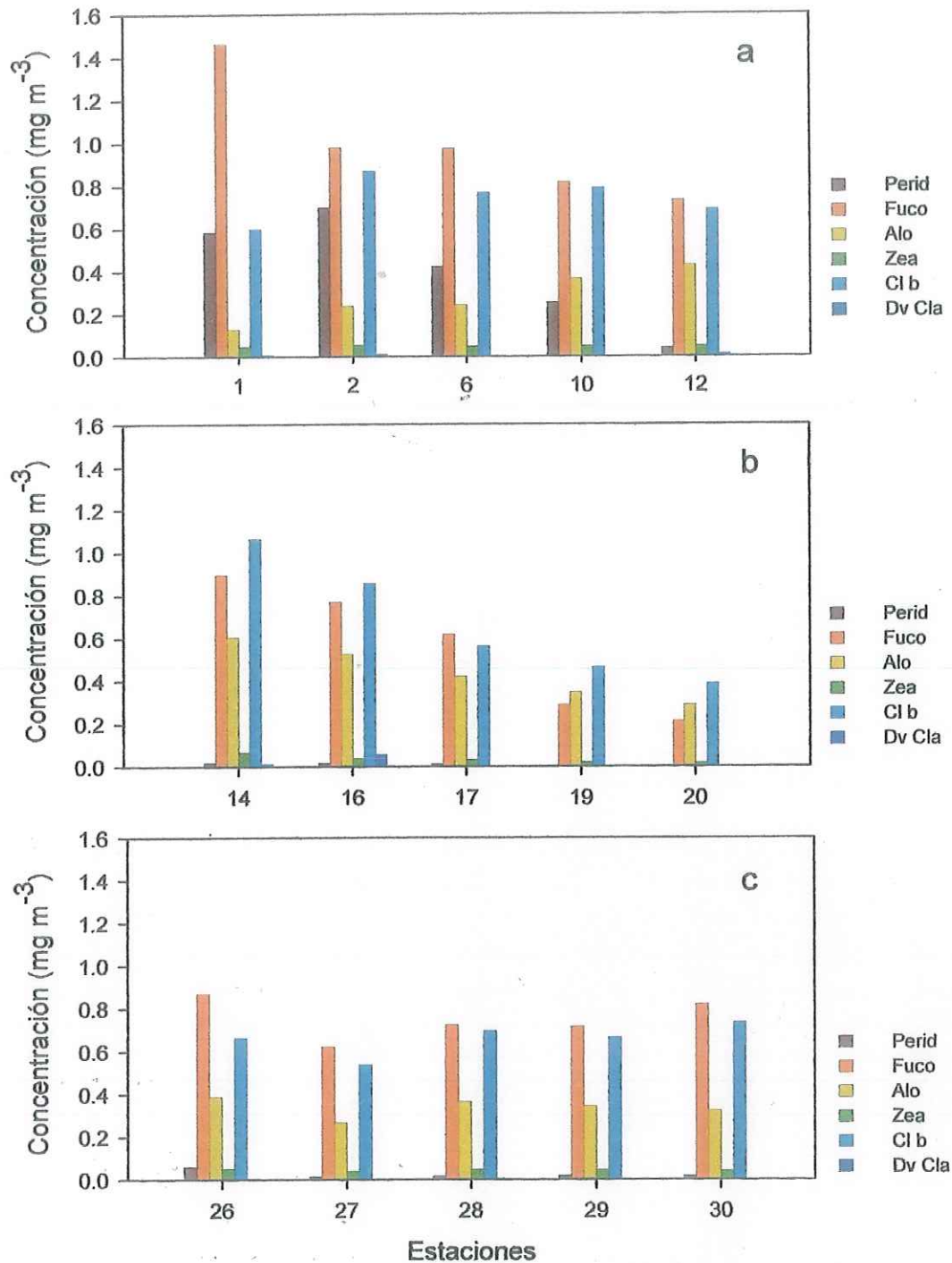


Figura 14.- Concentración promedio de pigmentos específicos de los principales grupos de fitoplancton: fucoxantina (diatomeas), peridina (dinoflagelados), aloxantina (criptofitas), zeaxantina (cianobacterias), clorofila b (clorofitas) y divinil clorofila a (proclorofitas); a) Zona A (boca), b) Zona B (BSQ) y c) Zona C (BF).

En la zona C los pigmentos de mayor concentración fueron fuco y Cl b (Fig. 14c). La concentración promedio de fuco fue mayor en las estaciones 26 y 30; 0.87 y 0.81 mg m⁻³ respectivamente, mientras que la concentración promedio de Cl b fue mayor en las estaciones 28 y 30 (0.69 y 0.73 mg m⁻³ respectivamente). La concentración de perid mostró la tendencia a disminuir hacia el final de la zona con valores menores a 0.06 mg m⁻³ (Fig. 14c). El pigmento aloxantina presentó su mayor concentración (0.38 mg m⁻³) en la estación 26, al igual que el pigmento zeaxantina (Fig. 15b) pero este último en menor concentración. La concentración promedio de Dv Cla fue menor a 0.01 mg m⁻³ en las estaciones de la zona C, excepto en la est. 30 en donde no se obtuvo concentración. (Fig.15b).

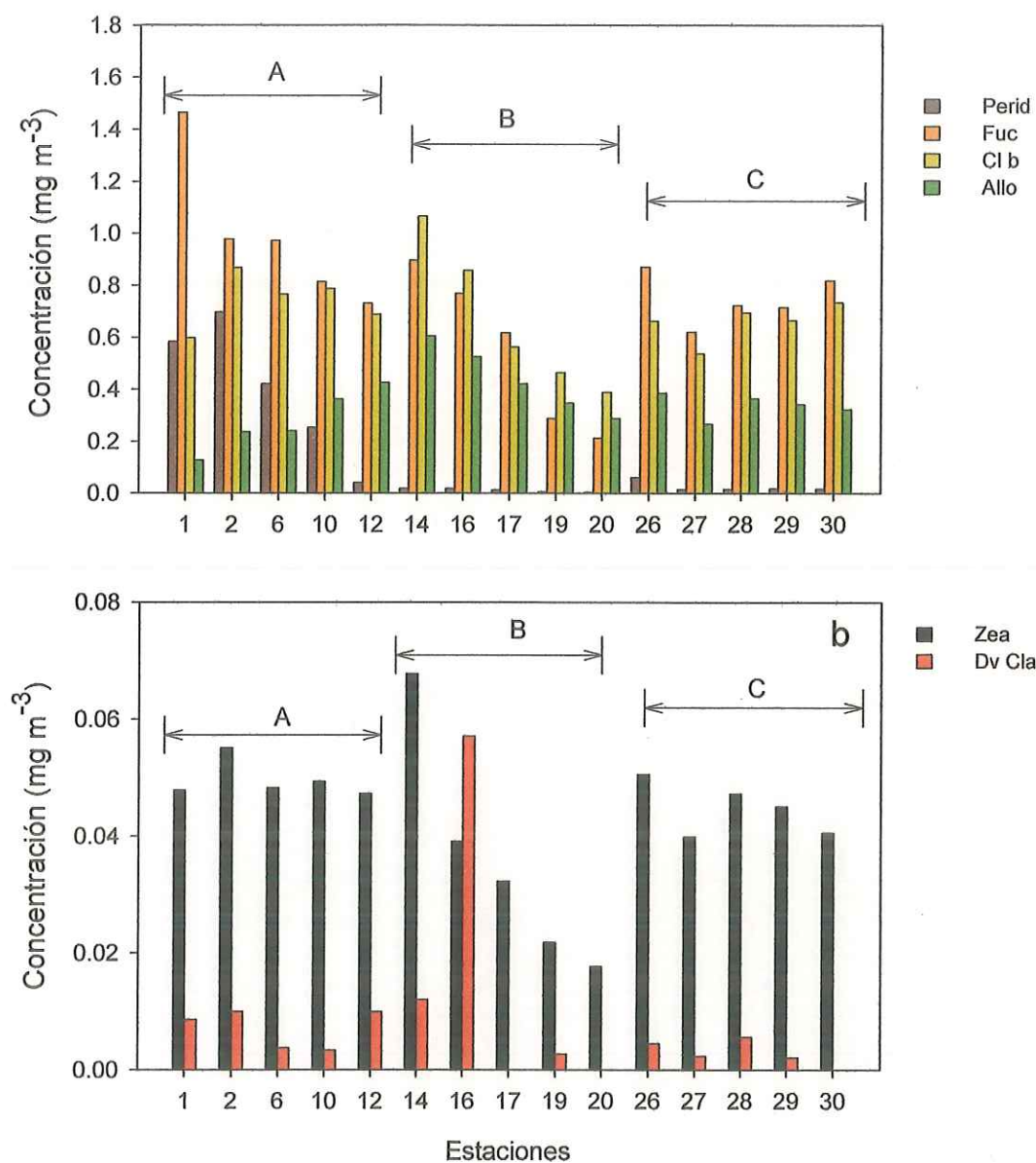


Figura 15.- Concentración promedio de pigmentos específicos de los principales grupos de fitoplancton: a) fucoxantina (diatomeas), CI b (clorofitas), aloxantina (criptofitas), peridinina (dinoflagelados) y b) zeaxantina (cianobacterias) y Dv Cla (proclorofitas). Las flechas horizontales indican las estaciones de cada zona: A Zona Boca, B (Zona BSQ), C (Zona BF).

VI.VII.- CHEMTAX: Porcentaje de contribución de los pigmentos al total de clorofila a.

Con el programa CHEMTAX se estimó la contribución de los grupos fitoplanctónicos al total de clorofila a, la cual estuvo representada por 9 grupos del fitoplancton: diatomeas (diato), dinoflagelados (dino), criptofitas (cripto), clorofitas (cloro), prasinofitas (prasi), primnesofitas (primn), crisofitas (cris), cianobacterias (ciano) y proclorofitas (proclo). El porcentaje de contribución de estos 9 grupos del fitoplancton al total de la clorofila a en cada zona se observa en la figura 16.

En la zona A en las estaciones cercanas a la boca la contribución del grupo de diatomeas fue en promedio mayor que en el resto de las estaciones (~30%). En las estaciones 10 y 12 las criptofitas tuvieron porcentajes más altos; (33 y 42% respectivamente), que en el resto de las estaciones (Fig.16). El grupo de clorofitas contribuyó en promedio con 17%, siendo su menor porcentaje en la estación 1. El grupo de los dinoflagelados disminuyó su porcentaje de contribución hasta 6 veces su valor de la estación 1 a la 12. El porcentaje de contribución del grupo de las prasinofitas aumentó de la estación 1 (1.74%) a la est.12 (3.06%). Las crisofitas tuvieron mayor porcentaje en la est.1 (5%) y disminuyeron hacia el interior de la zona. La menor contribución al total de la clorofila a en esta zona fueron en promedio de los grupos de proclorofitas y primnesofitas; 0.23 y 0.29 % respectivamente (Fig.16).

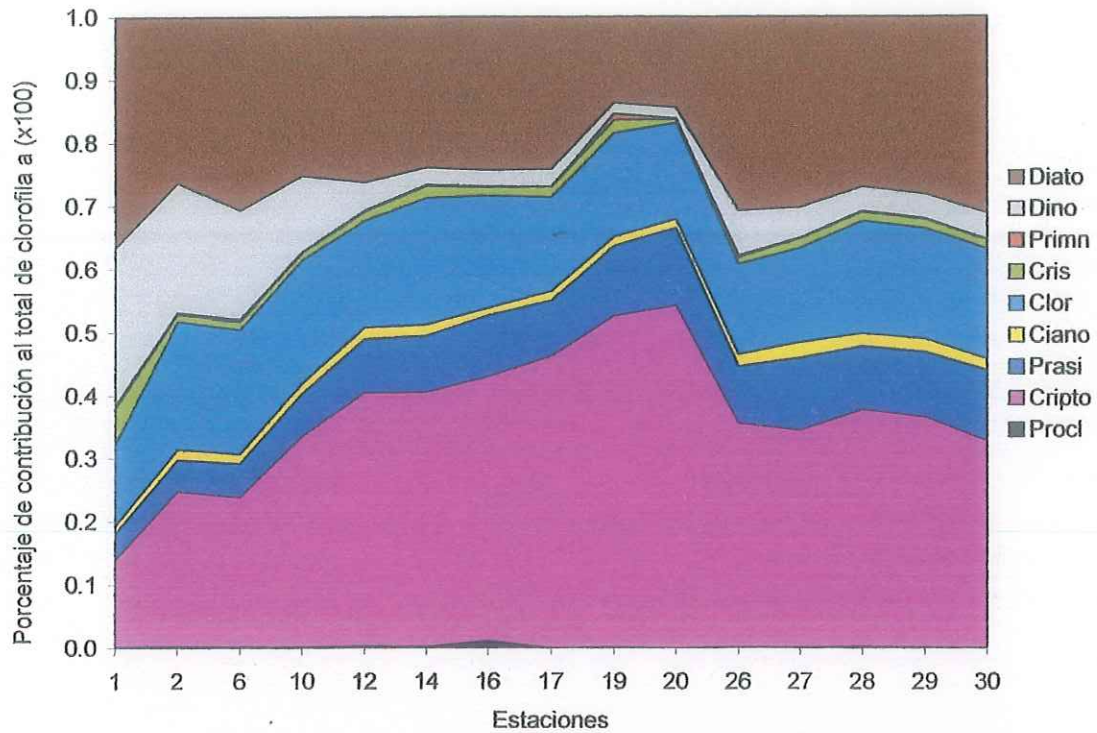


Figura 16- CHEMTAX: Porcentaje de contribución al total de Cla de cada grupo fitoplanctónico en las estaciones de muestreo. Cada segmento de color representa a un grupo de fitoplancton.

En la zona B la contribución de las criptofitas aumentó de la est.14 a la 20 contribuyendo en promedio con 47% al total de clorofila *a*.

La contribución promedio de las diatomeas, clorofitas y prasinofitas fue; 20%, 16% y 10% respectivamente (Fig.16). Las cianobacterias presentaron 1.4% de contribución. El grupo de las proclorofitas presentó un alto porcentaje en la est.16; (1.3%, (Fig.15b), mientras que en el resto de la zona la contribución promedio de este grupo fue menor a 0.3%. Asimismo los porcentajes promedio de las primnesofitas en esta zona fueron menores a 0.3%.

En la zona C (Fig.16) el mayor porcentaje de contribución fue de los grupos de criptofitas; 35%, diatomeas; 29%, clorofitas; 16% y prasinofitas; 10%. Los dinoflagelados tuvieron en promedio 4% de contribución. Las cianobacterias y las crisofitas contribuyeron con 2 y 1% al total de clorofila *a*. Mientras que el porcentaje de contribución de los grupos de proclorofitas y primnesofitas fue menor a 0.2%.

VII.- DISCUSIONES

En nuestros resultados observamos que en la zona de la boca de la bahía la abundancia de diatomeas y dinoflagelados fue mayor que en el resto de las estaciones. El grupo de los dinoflagelados dominó en todas las estaciones excepto en la estación 12 (Fig. 4a). El encontrar mayores abundancias de dinoflagelados en la zona de la boca de la bahía puede deberse a que esta es la zona de transición de mareas vivas y muertas, también debido a que en estas estaciones se registraron las temperaturas más bajas durante el período de estudio (May-Jun-04). Lo anterior puede indicar la presencia de agua rica en nutrientes la cual favoreció mayores abundancias de dinoflagelados y diatomeas en esas estaciones. En contraste en el resto de las estaciones menores abundancias de dinoflagelados que de diatomeas fueron encontradas. Las bajas abundancias de diatomeas y dinoflagelados, bajo las condiciones de temperatura y salinidad observadas en las zonas B y C, derivan del hecho de que ambas variables afectan la fotosíntesis y la respiración y consecuentemente modifican las tasas de crecimiento, los tiempos de duplicación y fijación de nitrógeno. También se debe a que en estas zonas la turbidez es mayor y la penetración de la luz es menor en comparación con la boca de la bahía (Millán-Núñez *et al.* 1982).

Se ha argumentado que la temperatura influye más en la distribución que en el crecimiento de las especies (Vaulot, 2001). Sin embargo existe una relación lineal entre los cambios de temperatura y fotosíntesis, y cuando la

temperatura aumenta la fotosíntesis también, dentro de un intervalo restringido y cuando este es superado, el aparato fotosintético es dañado por exceso de calor, lo cual limita el crecimiento del fitoplancton (Falkowski *et al.* 1997). En relación a la salinidad, el grado de afectación de esta al proceso fotosintético radica en el origen de su variabilidad, es decir si el incremento en salinidad es por efecto de intercambio con aguas frías o por efecto de la evaporación. En el caso de intercambio de aguas, el incremento es compensado por las propias características del agua; rica en nutrientes, oxígeno disuelto, etc. En el segundo caso, cuando el incremento en la salinidad obedece a una alta tasa de evaporación, como es el caso de San Quintín (Camacho-Ibar *et al.* 2003) (en este caso, es de esperar que la temperatura también aumente) el metabolismo celular se modifica al ajustarse las concentraciones internas de las sustancias involucradas durante el proceso fotosintético, inhibiendo el crecimiento del fitoplancton (Ahel *et al.* 1996; Flöder *et al.* 2004). Otro factor que explica las bajas abundancias de diatomeas y dinoflagelados, específicamente en la zona C (BSQ), son las concentraciones de nitrógeno inorgánico disuelto (NID) las cuales generalmente no pasan de 2µM (Camacho-Ibar, com. pers.).

En cuanto a la dominancia de diatomeas y dinoflagelados en el resto de las estaciones tanto de Bahía San Quintín (Zona B) como Bahía Falsa (Zona C), las diatomeas dominaron la estructura de la comunidad sobre los dinoflagelados, tanto en abundancia como en número de géneros encontrados.

De manera similar Millán-Núñez *et al.* (1982) reportaron para cuatro sitios de muestreo, dentro de San Quintín (Molino viejo, al final de Bahía Falsa y en la base de la "Y") que las diatomeas fueron más abundantes que los dinoflagelados durante surgencias y en condiciones de mareas vivas, sin especificar cuales géneros fueron los dominantes.

Posteriormente en otro estudio Millán Núñez *et al.* (2004b) reportaron que los taxones de diatomeas dominantes fueron *Nitzschia* y *Cocconeis*. Esto es en parte similar a nuestros resultados, ya que de los 17 géneros de diatomeas enumerados los taxones dominantes fueron en este orden *Nitzschia*, *Navicula* y *Cocconeis* (tabla II). Del grupo de dinoflagelados, aun cuando no fue abundante, más allá de las estaciones oceánicas, los géneros *Prorocentrum*, *Gymnodinium*, *Ceratium* y *Protoperidinium* fueron más o menos constantes en cada una de las tres zonas.

Las semejanzas entre nuestros resultados y lo reportado por Millán Núñez *et al.* (2004b) sirven para el establecimiento de una composición constante de la comunidad del fitoplancton a nivel de género, en Bahía San Quintín.

La clasificación del grupo de las diatomeas se hace generalmente en referencia a la forma, las cuales pueden ser penadas o centrales. En el medio natural las diatomeas de forma penada muestran mayores adaptaciones al bentos (Siqueiros-Beltrones, 2002). En Bahía San Quintín Hernández-Becerril y Álvarez-Borrego (1983) en un estudio de composición específica de diatomeas en sedimentos superficiales, encontraron que el 88% del grupo lo constituyen

diatomeas penadas y el 12% centrales. En nuestros resultados observamos que las diatomeas bentónicas dominaron la estructura de la comunidad del fitoplancton (de 17 géneros; 14 correspondieron a la forma penada y 3 a diatomeas centrales) a pesar de que las muestras utilizadas fueron de agua de mar superficial y colectadas durante la pleamar. Este resultado, de dominancia de diatomeas penadas es un indicio de que la columna de agua durante el muestreo se mantuvo homogénea.

Además de diatomeas y dinoflagelados observados en este estudio mediante el uso de microscopio invertido, se contó la presencia de un tercer grupo; las criptofitas. Este grupo estuvo representado por el género *Chroomonas* y su abundancia fue mucho mayor que diatomeas y dinoflagelados en todas las estaciones. Las criptofitas se distribuyen en ríos y lagos, así como en áreas costeras. Se ha observado que en áreas costeras y estuarios caracterizados por altas concentraciones de materia orgánica y poca disponibilidad de luz, las criptofitas son el grupo dominante en la comunidad fitoplanctónica (Bergman, 2004).

Bahía San Quintín, aun cuando es un sistema somero la penetración de la luz es limitada por la alta concentración de detritus, debido a la constante homogenización de la columna de agua por acción de las mareas, lo que favorece el crecimiento y distribución de las criptofitas dentro de la bahía. Además de que es considerado un grupo oportunista y no sigue el clásico patrón de sucesión del fitoplancton, el cual generalmente se dan en el orden de diatomeas-dinoflagelados-otros, ya que en muchos casos, las mayores

abundancias de las criptofitas se presentan enseguida de la declinación del grupo de las diatomeas, existiendo una relación inversa (espacial y temporal) entre ambos grupos (Bergman, 2004).

En Bahía San Quintín esta sucesión entre grupos fitoplanctónicos, es clara en cuanto a la distribución de la abundancia de diatomeas y criptofitas de la zona de la boca hacia el interior de la bahía (Fig.17).

En la Fig.17, podemos observar que cuando la abundancia de diatomeas aumenta (aunque en diferentes magnitudes) la de criptofitas disminuye, y viceversa. Esta relación no se mantiene en áreas más oceánicas u oligotróficas en donde las criptofitas no son dominantes (Bergman, 2004). Esto se observó en las estaciones de la zona de la boca, en donde los grupos de diatomeas y dinoflagelados fueron muy abundantes.

Anteriormente las criptofitas solo habían sido reportadas presentes en Bahía San Quintín por las altas concentraciones de su pigmento diagnóstico (aloxantina) estimado por HPLC y por su porcentaje de contribución al total de Cla mediante el programa CHEMTAX (Millán Núñez *et al.* 2004b).

En relación a los estudios de fitoplancton en Bahía San Quintín no se encuentran antecedentes de estimaciones de los coeficientes de absorción de luz por fitoplancton, por lo que las discusiones en este punto se hacen en relación a estudios realizados cercanos al área, en la corriente de California y frente a las costas de Baja California.

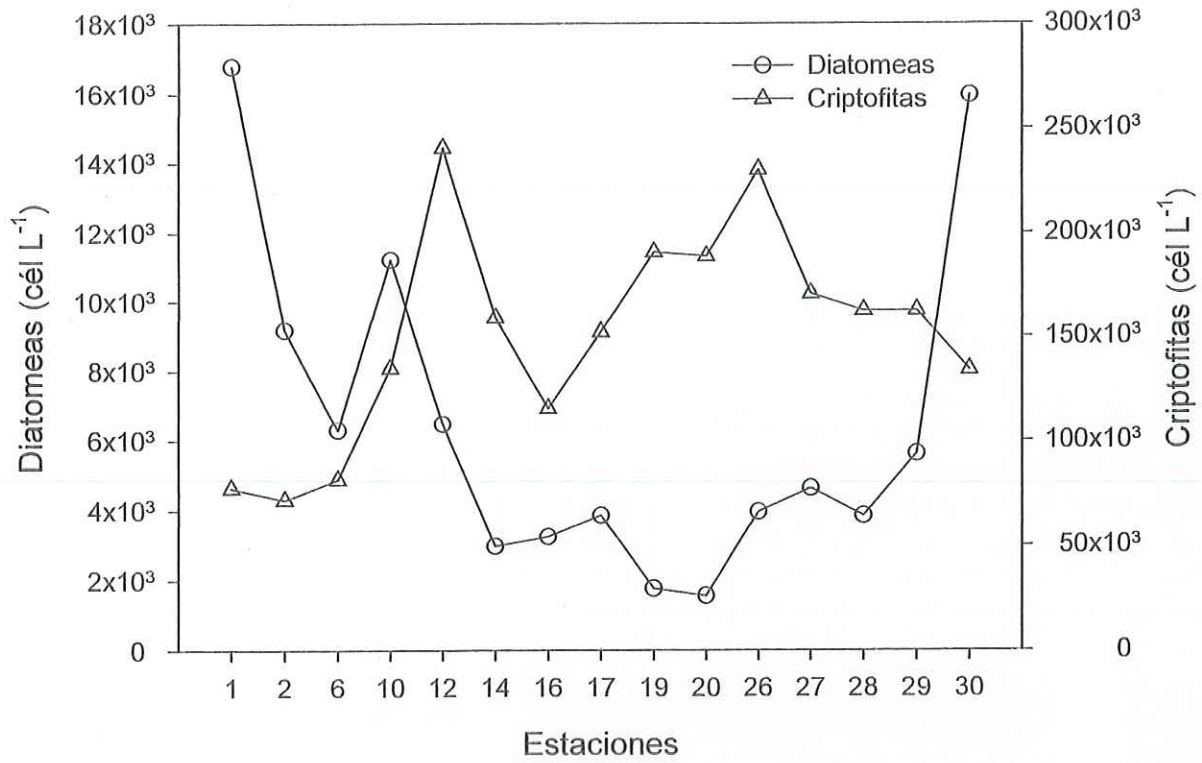


Figura 17.- Variabilidad espacial de la abundancia de diatomeas y criptofitas.

Sosa-Avalos (2002) frente a las costas de Baja California encontró valores promedio de a_{ph}^* (440 y 674 nm) de 0.056 y 0.016 m² (mg Cla)⁻¹ respectivamente, en estaciones oceánicas y de 0.051 y 0.016 m² (mg Cla)⁻¹ en la costa, argumentando que valores de a_{ph}^* altos en zonas oceánicas se deben a la presencia de cianofitas y proclorofitas.

En la región de la corriente de California, en los cruceros de IMECOCAL, Millán-Núñez *et al.* (2004a) reportaron valores promedio de a_{ph}^* (a 440 nm) de 0.041 m² (mg Cla)⁻¹ y 0.015 m² (mg Cla)⁻¹ (a 674 nm) reportando, al igual que Sosa-Avalos (2002), mayor absorción del a_{ph}^* en las estaciones oceánicas respecto a las costeras por presencia de cianofitas y proclorofitas. En nuestros resultados observamos para la zona de la boca la variabilidad del a_{ph}^* a 440 nm fue menor (0.021-0.032 m² (mg Cla)⁻¹) y similar a 674 nm (0.010-0.015 m² (mg Cla)⁻¹) a lo reportado Millán-Núñez *et al.* (2004a).

Barocio-León (2006) en su estudio realizado en la corriente de California, reportó en estaciones cercanas al área de costa adyacente a Bahía San Quintín un afloramiento de fitoplancton y valores de a_{ph}^* a 440 nm de 0.0186 a 0.0455 m² (mg ClaT)⁻¹ y a_{ph}^* a 674 nm de 0.0092 a 0.0294 m² (mg ClaT)⁻¹. Encontrando que durante el afloramiento la estructura de la comunidad estuvo conformada principalmente por quistes temporales de dinoflagelados y por la diatomea *Pseudo-nitzschia australis*, así como la presencia de los géneros *Thalassiosira*, *Leptocylindrus*, *Cylindrotheca* y *Nitzschia* y con menor abundancia los

dinoflagelados *Prorocentrum micans*, *P. gracile*, *Protooperidinium spp.*, *Amphidinium spp.*, *Akashiwo sanguinea* y *Gymnodinium spp.* Con base en las proporciones de pigmentos encontrados, el autor reportó que las algas verdes, primnesofitas y cianofitas se encuentran presentes en mayor proporción que diatomeas y dinoflagelados en esa zona.

En la zona de la boca de la bahía, la variabilidad del α_{ph}^* (a 440 y 674 nm) durante nuestro estudio (fig.13a) se mantuvo dentro de los intervalos reportados por Barocio-León (2006). Y en las zonas de Bahía San Quintín y Bahía Falsa, la variabilidad del α_{ph}^* a 440 y 674 nm presentó la misma tendencia que la boca respecto a lo reportado por Sosa-Avález (2002), Millán-Núñez *et al.* (2004a) y Barocio- León (2006).

La absorción de luz por fitoplancton esta relacionada con el tamaño y forma de las células (Kirk, 1994), las células grandes presentan bajos valores de absorción, mientras que células pequeñas presentan mayor absorción, 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 nuestros resultados de conteos en microcopio identificamos en total 17 géneros de diatomeas (14 penadas, 3 centrales), 11 de dinoflagelados y 1 de criptofitas (tabla II), lo que en definitiva influyó en la forma espectral de cada una de las estaciones. Sin embargo aun cuando no fueron observadas

mediante microscopio, las células $<5\mu\text{m}$, también contribuyeron en la absorción de luz, reflejando una comunidad fitoplanctónica diversa, en tamaños y formas.

Moore *et al.* (1995) sugieren que existe una relación en la proporción de la absorción del fitoplancton a 440 y 674 nm, (A/R) del espectro visible (PAR) con la estructura de la comunidad y que a mayor A/R la comunidad estará constituida principalmente por células pequeñas ($<5\mu\text{m}$) y viceversa.

Este concepto puede ser utilizado para hacer detecciones aproximadas de la presencia en muestras de campo de células de fitoplancton menores a $5\mu\text{m}$ cuando no se cuenta con información de citometría de flujo para su identificación. En este estudio no se obtuvieron este tipo de datos, por tanto utilizando la razón (A/R) hacemos referencia a la presencia de las células no consideradas con el método de microscopio invertido ($<5\mu\text{m}$).

La menor razón A/R promedio se observó en la est.30 y la mayor se observó en la est.12 (Fig.18). Por zonas podemos observar que la razón aumentó de la est. 2 a la 12, siendo en la est.2 la mayor abundancia de dinoflagelados (2-200 μm), por lo que el fitoplancton menor a $5\mu\text{m}$ aumentó de la estación 2 a la 12 en la zona de la boca. En la Zona B la razón A/R tendió a aumentar de la est.14 a la est.20, sin embargo esta disminuyó en la est.17, debido muy probablemente a la mayor abundancia de diatomeas (2-200 μm) en la zona. En Bahía Falsa (zona C) la razón aumentó de la est.26 hacia la 29, disminuyendo en la est.30, en la cual se registró la mayor diversidad y abundancia de diatomeas (2-200 μm) (Fig.4c).

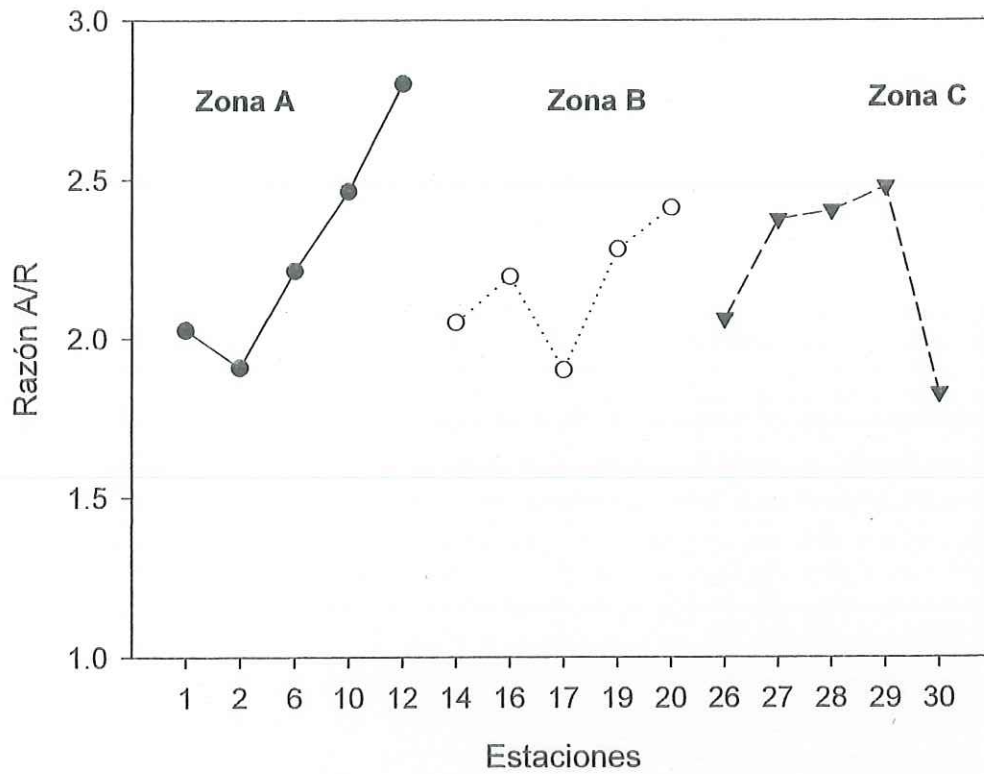


Figura 18.- Relación entre la absorción del fitoplanctón a 440 (A) y 674 (R) nm; Zona A (●), Zona B (○) y Zona C (▼).

Sathyendranath *et al.* (1987) en un estudio en laboratorio, con ocho grupos de fitoplancton, encontraron que las variaciones en la forma del espectro de absorción son menos importantes que los cambios en la magnitud, y que los espectros de absorción que contienen los mismos grupos tienden a agruparse (tienen la misma forma). La forma básica de los espectros de absorción de cualquier grupo algal es el reflejo de su composición de pigmentos. La variabilidad de la absorción de luz entre las estaciones de las tres zonas de muestreo fue más fuerte en la región azul verde del espectro visible, mostrando además un máximo bien definido a 674 nm. La absorción observada entre los 430-500 nm es el resultado de que los pigmentos accesorios absorben a longitudes de onda, similares a la Cla, cercanas a los 440 nm mientras que el máximo que se observa a 674 nm es debido solo a absorción de Cla (Sathyendranath *et al.* 1987, Fujiki *et al.* 2002), lo cual es claro en todas las estaciones, en donde el pico de absorción a 674 nm presenta la misma forma siendo diferente entre estaciones solo por la magnitud de la absorción a 674 nm.

En nuestras observaciones de la forma espectral, encontramos que las curvas de absorción integrada normalizadas a 440 nm (forma espectral) en cada estación, tienden a agruparse cuando tienen en común como mínimo 5 géneros, y cuando presentan hombros iguales de máxima absorción diferentes a los de la Cla.

Yentsch y Phinney (1989), Nelson *et al.* (1993) y Cleveland (1995) en estudios de absorción de luz por fitoplancton han observado que existe una

relación inversa entre el coeficiente específico de absorción y la concentración de Cla.

La concentración de clorofila *a* total (ClaT mg m⁻³) durante el muestreo fue en promedio 2.43 – 7.22 mg m⁻³. La concentración de ClaT disminuyó de las estaciones oceánicas hacia la base de la “Y” y hacia el interior de Bahía San Quintín y Bahía Falsa. Esta tendencia ya ha sido reportada por Lara-Lara y Álvarez-Borrego *et al.* (1975), Millán-Núñez *et al.* (1982) y Millán Núñez *et al.* (2004b).

La concentración de clorofila *a* es generalmente percibida como un índice de biomasa fitoplanctónica fotosintéticamente activa (Sakshaug *et al.* 1997). Sin embargo cuando se observan cambios en la biomasa fitoplanctónica derivada de la concentración de clorofila *a*, no significa que correspondan a cambios en las tasas de crecimiento del fitoplancton, sobre todo si se consideran las condiciones de la columna de agua, ya que los cambios en la concentración de Cla pueden deberse a cambios en la proporción entre la Cla y otros pigmentos (Jeffrey *et al.* 1997), y debido también a que bajo condiciones de estratificación, algunas especies son capaces de usar los recursos disponibles más eficientemente y optimizan su crecimiento para obtener mayor provecho de su ambiente para mantenerse.

Lo anterior implica que aún cuando la densidad celular disminuya, la concentración de Cla puede no disminuir en el mismo sentido, particularmente bajo condiciones de agua bien mezclada, en donde las especies están expuestas a las mismas condiciones, propiciando la competencia por los

recursos y que estos se distribuyan de manera más homogénea entre los grupos del fitoplancton, por lo tanto la Cla, expresada en términos de biomasa, bajo estas condiciones puede aparecer más o menos constante. Lo antes argumentado se aplica a la zona C, en donde la densidad celular fue muy variable entre estaciones, mientras que la concentración de ClaT entre estaciones fue similar.

En general la mayor variabilidad espacial de la concentración de ClaT se observó en la zona de la boca y Bahía San Quintín, mientras que en Bahía Falsa la ClaT fue similar entre estaciones. Si comparamos la variabilidad entre las estaciones, solamente de Bahía San Quintín con Bahía Falsa, podemos decir que Bahía Falsa es una zona muy dinámica, bien mezclada, contrario a Bahía San Quintín en donde observamos que para la época del muestreo la estratificación horizontal fue considerablemente mayor (Fig. 2, Fig.3 y Fig.14).

Las estaciones con mayor concentración ClaT promedio fueron la est.1, 2 y 14. En las estaciones 1 y 2 se registraron las mayores abundancias de diatomeas ($16,789$ y $9,181$ cél L^{-1}) y dinoflagelados ($48,447$ y $55,899$ cél L^{-1}), mientras que en la estación 14 la abundancia de estos grupos disminuyó hasta $2,974$ cél L^{-1} (diatomeas) y $1,371$ cél L^{-1} (dinoflagelados), mientras que la abundancia promedio de las criptofitas se duplicó alcanzando valores de $159,033$ cél L^{-1} .

La función principal de la Cla del fitoplancton es absorber luz para realizar la fotosíntesis, pero existen también pigmentos adicionales a la Cla; clorofila *b* y *c* y varios carotenoides, los cuales tienen una función significativa al

ampliar el espectro de absorción de luz del fitoplancton, a estos pigmentos se les denomina pigmentos fotosintéticos (Porra *et al.* 1997). Sin embargo otros carotenoides sirven para proteger a las células del fitoplancton del efecto que producen las altas irradiancias, las cuales dañan el aparato fotosintético, a este grupo de carotenoides se les conoce como pigmentos fotoprotectores (Kirk, 1994).

En Bahía San Quintín, adicional a la Cla se observaron 16 pigmentos carotenoides, de los cuales 6 son considerados como específicos y más abundantes dentro de algunos taxos. De este grupo de pigmentos; 4 son fotosintéticos y 2 fotoprotectores, el resto se encuentra en la tabla III y son en su mayoría pigmentos fotoprotectores (Jeffrey *et al.* 1997). Estos pigmentos fotoprotectores son activados en condiciones de altas irradiancias para protección del aparato fotosintético (Kirk, 1994), sus bajas concentraciones (tabla III), sugieren que el estado fisiológico de las células de fitoplancton durante el periodo de estudio no es resultado de exposición a altas irradiancias.

Los pigmentos accesorios (carotenoides) ya han sido utilizados como indicadores de grupos taxonómicos del fitoplancton por Letelier *et al.* (1993), Goericke *et al.* (1998), Schlüter *et al.* (2000), Pinckney *et al.* (2001) y Barlow *et al.* (2004) en áreas oceánicas y costeras, así como en lagos (Descy *et al.* (2000), Zohary (2004), Fietz *et al.* (2004), Buchaca *et al.* (2005) y Schlüter *et al.* (2006)).

Previo a nuestro estudio en Bahía San Quintín la composición de pigmentos accesorios (HPLC) ha sido utilizada como indicador de grupos taxonómicos del fitoplancton solamente por Millán-Núñez *et al.* (2004b).

En general observamos 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. Esta tendencia es similar a lo observado por Millán-Núñez *et al.* (2004b) y es 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).

En este trabajo los pigmentos de mayor concentración y considerados comúnmente en otros estudios como indicadores de grupos taxonómicos del fitoplancton son fucoxantina, peridina, clorofila *b*, aloxantina, zeaxantina y divinil clorofila *a* (Letelier *et al.* (1993), Jeffrey *et al.* (1997) Goericke *et al.* (1998), Schlüter *et al.* (2000), Pinckney *et al.* (2001), Millán-Núñez *et al.* (2004b) y Barlow *et al.* (2004)).

El pigmento fuco (diatomeas) presentó la misma tendencia a disminuir que la concentración de ClaT en las zonas A y B. La fucoxantina fue de concentración alta ($>0.21 \text{ mg m}^{-3}$) en todas las estaciones, y la abundancia de las diatomeas disminuyó de la boca hacia el interior de Bahía San Quintín y Bahía Falsa, esto puede ser en respuesta a que la concentración de fuco por unidad de célula (diatomeas) fue mayor, por tanto encontramos altas concentraciones en estaciones en donde la densidad celular de este grupo fue relativamente baja, y también por que la fucoxantina no solo esta presente en el

grupo de las diatomeas, sino que también se encuentra en el grupo de las crisofitas y de las primnesofitas (Jeffrey *et al.* 1997).

La peridininina fue consistente con la abundancia de los dinoflagelados y la concentración de ClaT, este pigmento alcanzó sus máximas concentraciones en la zona de la boca, donde la abundancia de dinoflagelados fue notablemente mayor mientras que la concentración de peridininina disminuyó de 0.6 mg m^{-3} hasta 0.001 mg m^{-3} al interior de ambas bahías, al igual que la abundancia de dinoflagelados.

La aloxantina, pigmento característico de las criptofitas, presentó la misma tendencia que la abundancia de este grupo en la zona de la boca, y en el resto de las estaciones la aloxantina presentó el mismo comportamiento que la ClaT, esta tendencia ya ha sido reportada por Millán-Núñez *et al.* (2004b).

Estos autores sugieren que debido a la alta densidad celular y concentración de aloxantina en la zona, las criptofitas son dominantes en la estructura fitoplanctónica de la bahía, esta hipótesis se confirma con nuestros resultados de conteos en microscopios y concentración de pigmentos (HPLC).

Los grupos de algas clorofitas, cianobacterias y de proclorofitas son difíciles de observar en microscopio debido a que son de menor tamaño ($<5\mu\text{m}$). Sin embargo a través de sus pigmentos característicos, clorofila *b*, zeaxantina, y Dv Cla respectivamente, hacemos referencia a su presencia y variabilidad dentro de Bahía San Quintín.

La Clb fue en general tan abundante como la fucoxantina y presentó la misma tendencia que la ClaT en las tres zonas, de la misma forma el pigmento

zea, solo que en menor concentración. El pigmento Clb se encuentra en grandes proporciones en los grupos clorofitas y prasinofitas (Jeffrey *et al.* 1997). Sin embargo el grupo de prasinofitas tiene como pigmento específico la prasinoxantina, el cual se encontró en concentraciones muy bajas (tabla III), por lo que podemos sugerir su poca presencia en Bahía San Quintín y que la variabilidad de la Clb se debe a la presencia del grupo de las clorofitas. Sin embargo existe la posibilidad de que las altas concentraciones de Clb no se deban a la presencia de especies fitoplanctónicas, sino a macroalgas dentro de la bahía. En Bahía San Quintín se ha observado amplia distribución y alta biomasa del alga verde *Ulva* spp (Dawson 1962, Zertuche *et al.* 2007).

Zertuche *et al.* (2007) reportaron que *Ulva* spp está presente en Bahía San Quintín durante todo el año y que su biomasa presentó una variación estacional significativa, siendo mayor durante la primavera y a inicios de verano del 2004 (mayo-junio). *Ulva* spp en las primeras etapas de su ciclo de vida presenta formas planctónicas (esporas) las cuales muy probablemente contribuyen a las altas concentraciones de Clb observadas durante nuestro estudio.

La Dv Cla presentó muy bajas concentraciones y una distribución muy irregular entre estaciones, siendo generalmente menor al pigmento zea. Sin embargo en la zona de la boca presentó la misma tendencia que la ClaT, y su mayor concentración (0.057 mg m^{-3} , Fig. 14b) se observó en la estación 16 (Zona B). Este pigmento, indicador de *Prochlorococcus* sp. (Goericke y Repeta (1992), Jeffrey *et al.* 1997) ha sido reportado en concentraciones similares (0.08

mg m⁻³) en Bahía San Quintín (Millán-Núñez *et al.* 2004b) en una estación muy cercana a la que nosotros identificamos como estación 16 (Fig.1).

La estimación de los porcentajes de contribución de los grupos del fitoplancton al total de Cla en Bahía San Quintín únicamente ha sido reportada por Millán-Núñez *et al.* (2004b), desafortunadamente no en un contexto de variabilidad espacial debido a la escasez de datos que obtuvieron en su muestreo, y es que el programa CHEMTAX demanda el uso de un mayor número de muestras que el que se obtenga de pigmentos (Mackey *et al.* 1996).

CHEMTAX está diseñado para trabajar con dos matrices; una compuesta de los datos de HPLC de las muestras y otra que contenga las razones de pigmentos de los grupos que se encuentren en la zona (Mackey *et al.* 1996).

Para estimar los porcentajes de contribución al total de Cla de los grupos taxonómicos en este trabajo utilizamos las razones de pigmentos reportadas en (Millán-Núñez *et al.* 2004b) para el área de estudio (tabla IV, Anexo I).

En sus cálculos de porcentajes de contribución al total de Cla en Bahía San Quintín, Millán-Núñez *et al.* (2004b) reportaron la presencia de ocho grupos: proclorofitas, bacilariofitas, cianofitas, clorofitas, primnesofitas, criptofitas, dinofitas y prasinofitas. Donde los grupos con mayor contribución fueron los grupos de criptofitas, cianofitas, bacilariofitas y clorofitas. Nuestros resultados son similares a lo reportado por Millán-Núñez *et al.* (2004b).

Entre estaciones los porcentajes de cada grupo fueron variados, en algunos, acorde con las concentraciones de sus pigmentos específicos y con sus respectivas abundancias. Específicamente este fue el caso de los grupos

de diatomeas y dinoflagelados; sus porcentajes de contribución disminuyeron al igual que su abundancia y la concentración de sus pigmentos específicos entre las estaciones de la boca hacia el interior de ambas bahías. El grupo de criptofitas alcanzó su mayor porcentaje de contribución (42%) de las estaciones de la boca hacia el interior en la base de la "Y", en este mismo sentido presentó su mayor abundancia y concentración de su pigmento específico (aloxantina, est.12). Sin embargo en la zona B el porcentaje de este grupo (así como su abundancia) fue inverso a lo observado con la concentración de aloxantina, esto debido a que los porcentajes corresponden al total de la muestra y no al total del pigmento. En la zona de bahía Falsa el comportamiento de la abundancia, concentración de pigmentos y porcentaje de contribución fue similar entre estaciones.

El pigmento Clb se encuentra en grandes proporciones en los grupos clorofitas y prasinofitas (Jeffrey *et al.* 1997). La distinción entre ambos grupos se puede hacer gracias a que las prasinofitas tienen un pigmento específico: prasinoxantina, este pigmento presentó concentraciones bajas (tabla III) y una variabilidad espacial irregular. Sin embargo el porcentaje de contribución de prasinofitas a la Cla hacia el interior de ambos lados de la bahía fue mayor incluso que el de dinoflagelados. Asimismo el pigmento zeaxantina que se ha asociado más con cianobacterias, se encuentra también (en menor proporción) en el grupo de las clorofitas (Jeffrey *et al.* 1997). La variación de zea presentó una tendencia similar a la Clb y la ClaT, en todas las estaciones.

Schlüter *et al.* (2000) encontraron que CHEMTAX es un buen método para estimar abundancia de grupos de fitoplancton mientras se cuente con datos de la concentración de los pigmentos específicos. Esto se observó con los grupos crisofitas y primnesofitas, (contribuyeron en general con menos del 1.5% al total de la Cla y la tendencia entre estaciones fue muy irregular), aún cuando en nuestros conteos en microscopio estos grupos no fueron encontrados, gracias al análisis de pigmentos por HPLC y la cuantificación de los pigmentos específicos de estos grupos (19'-butanolxyfucoxantina, y 19'-hexanolxyfucoxantina (este último solo se encuentra en el grupo de las primnesofitas) (tabla III) (Jeffrey *et al.* 1997), mediante el programa CHEMTAX se logró calcular el porcentaje de contribución al total de Cla de estos dos grupos.

Prochlorococcus sp. solamente ha sido reportado en Bahía San Quintín por Millán-Núñez *et al.* (2004b). Estos autores encontraron que este grupo contribuyó hasta en un 40% al total de clorofila, mientras que nosotros observamos que la contribución de este grupo en promedio fue el más bajo (<0.2%), alcanzando como mayor porcentaje 1% (en la est.16). Esta gran diferencia entre nuestros resultados y lo observado por Millán-Núñez *et al.* (2004b) se debe a que los autores encontraron en sus muestras mayores concentraciones del pigmento Dv Cla (hasta 0.19 mg m^{-3}) a las que nosotros llegamos a encontrar, incluso como nuestro valor máximo (0.057 mg m^{-3}). Estas diferencias derivan del hecho de que se trata de épocas de muestreo diferentes; Millán-Núñez *et al.* (2004b) realizó su muestreo en abril 2001 y para esa época

los autores mencionan una mayor influencia de aguas oligotróficas del océano adyacente, en donde se ha reportado la presencia de *Prochlorococcus* sp en la Corriente de California (Millán-Núñez, *et al.* 2004a) en estaciones relativamente cercanas a la boca de la bahía.

VIII.- CONCLUSIONES

La comunidad del fitoplancton en Bahía San Quintín estimada mediante el uso de microcopio invertido fue formada principalmente por tres grupos: criptofitas, bacilariofitas y dinofitas.

El grupo dominante en todas las estaciones de muestreo fue el de criptofitas, representado por el genero *Chroomonas* sp.

El grupo de bacilariofitas estuvo representado por 17 géneros; 14 del tipo penadas (*Nitzschia*, *Navicula*, *Cocconeis* y *Amphora*) y 3 centrales (*Coscinodiscus*, *Rhizosolenia*, y *Thalassiosira*). El grupo de dinofitas estuvo representado por 11 géneros, 8 del tipo armados, los de mayor abundancia y presencia fueron *Prorocentrum*, *Ceratium* y *Protoberidinium* y 3 desnudos representados por los géneros *Gymnodinium*, *Gyrodinium* y *Dinophysis*.

Los espectros de absorción de luz por fitoplancton presentaron alta variabilidad a 440 y 674 nm entre las estaciones en Bahía San Quintín.

Los pigmentos de mayor concentración además de la clorofila *a* en Bahía San Quintín fueron peridina, fucoxantina, aloxantina y clorofila *b*.

Los grupos de fitoplancton estimados por CHEMTAX fueron criptofitas, bacilariofitas, dinofitas y clorofilas.

La presencia de *Prochlorococcus* sp. al interior de Bahía San Quintín fue menor a lo reportado anteriormente.

Anexo I.

Tabla IV.- Razón inicial de pigmentos utilizada en CHEMTAX (Millán-Núñez *et al.* (2004 (b))).

	Perid	But-fuco	Fuco	Prasi	Viola	Hex-fuco	Diad	Alo	Zeax	Lut	Cl b	Dv Cla	Cl aT
Diat	0	0	0.76	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1
Dino	0.45	0	0	0	0	0.38	0.23	0	0	0	0	0	1
Primn	0	0.02	1.21	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1
Cris	0	0.156	0.97	0	0	0	0	0	0	0	0.59	0	1
Clor	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0.12	0.95	0	1
Prasi	0	0	0	0.32	0	0	0	0	0	0.008	0	0	1
Ciano	0	0	0	0	0	0	0	0	0.59	0.59	0	0	1
Cript	0	0	0	0	0.23	0	0	0.23	0	0	0	0	1
Proclo	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1

X.-REFERENCIAS

Aguirre-Hernández, E., G. Gaxiola-Castro, S. Nájera-Martínez, T. Baumgartner, M. Kahru and B. G. Mitchell (2004). "Phytoplankton absorption, photosynthetic parameters, and primary production off Baja California: summer and autumn 1998." *Deep-Sea Research II*. **51**: 799-816.

Aguirre-Muñoz, A., R. W. Buddemeir, V. F. Camacho-Ibar, J. D. Carriquiry-Beltrán, S. E. Ibarra-Obando, B. W. Massey and F. W. Smith (2001). "Sustainability of coastal resource use in San Quintín, México." *Ambio* **30**(3): 142-149.

Ahel, M., R. G. Barlow and R. F. Mantoura (1996). "Effect of salinity gradients on the distribution of phytoplankton pigments in a stratified estuary." *Marine Ecology Progress Series* **143**: 289-295.

Allali, K., A. Bricaud, M. Babin, A. Morel and P. Chang (1995). "A new method for measuring spectral absorption coefficients of marine particles." *Limnol. Oceanogr.* **40**(8): 1526-1532.

Álvarez-Borrego, S., J. R. Lara-Lara y M. J. Acosta-Ruiz (1977). "Parámetros relacionados con la productividad orgánica primaria en dos antiestuarios de Baja California." *Ciencias Marinas* **4**(1): 12-22.

Álvarez-Borrego, S. (2004). "Dinámica de nutrientes y fitoplancton en una laguna costera fuertemente afectada por surgencias costeras." *Ciencias Marinas* **30**(1A): 1-19.

Ansotegui, A., J. M. Trigueros and E. Orive (2001). "The use of pigment signatures to assess phytoplankton assemblage structure in estuarine waters." *Estuarine, Coastal and Shelf Science* **52**: 689-703.

Aveytua-Alcázar, L. (2002). "Carbono orgánico disuelto en Bahía San Quintín, Baja California." Tesis de Maestría en Ciencias en Oceanografía Costera. UABC. Ensenada, Baja California. 59 págs.

Barlow, R. G., J. Aiken, G. F. Moore, P. M. Holligan and S. Lavender (2004). "Pigment adaptations in surface phytoplankton along the eastern boundary of the Atlantic ocean." *Marine Ecology Progress Series*. **281**: 13-26.

Barocio-León, O. A. (2006). Variabilidad espacial y temporal del coeficiente de absorción y pigmentos del fitoplancton en la Corriente de California. Tesis de

Doctorado en Oceanografía costera. UABC. Ensenada, Baja California. 173 págs.

Bergman, I. T. (2004). The physiological ecology and natural distributions patterns of cryptomonad algae in coastal aquatic ecosystems. Thesis of Doctor of Philosophy. Oceanography. State University of New Jersey. New Brunswick, New Jersey. 124 págs.

Bidigare, R. R. and C. C. Trees (2000). HPLC phytoplankton pigments: Sampling laboratory methods, and quality assurance procedures. En: Ocean optics protocols for satellite ocean color sensor validation, revision 2, Chapter 14. NASA Tm 2000-209966, Goddard Space flight Center, Greenbelt, M.D., Eds. G.S. Fargion and J.L. Mueller: 154-161.

Bricaud, A., H. Claustre, J. Ras and K. Oubelkheir (2004). "Natural variability of phytoplanktonic absorption in oceanic waters: Influence of the size structure of algal populations." *Journal of Geophysical Research* **109**(c11010): 1-12.

Buchaca, T., M. Felip and J. Catalan (2005). "A comparison of HPLC pigment analyses and biovolume estimates of phytoplankton groups in an oligotrophic lakes." *Journal of Plankton Research* **27**(1): 91-101.

Camacho-Ibar, V. F., J. D. Carriquiry-Beltrán and S. V. Smith (2003). "Non-conservative P and N fluxes and net ecosystem production in San Quintín Bay, México." *Estuaries* **26**(5): 1220-1237.

Chavéz de Nishikawa, A. G. and S. Álvarez-Borrego (1974). "Hidrología de la Bahía de San Quintín, Baja California, en invierno y primavera." *Ciencias Marinas* **1**(2): 31-61.

Cleveland, J. S. and A. D. Weidemann (1993). "Quantifying absorption by aquatic particles: A multiple scattering correlation for glass-fiber filters." *Limnol. Oceanogr.* **38**(6): 1321-1327.

Cleveland, J. S. (1995). "Regional models for phytoplankton absorption as a function of chlorophyll *a* concentration." *Journal of Geophysical Research* **100**(7): 13333-13344.

Cloern, J. E. (1991). "Tidal stirring and phytoplankton bloom dynamics in an aquatic estuary." *Journal of Marine Research* **49**: 203-221.

Conde, D. L. y L. Rodríguez-Gallego (2002). "Proyecto de protección ambiental del Río de la Plata y su frente marítimo: Prevención y control de la contaminación y preservación de hábitats. FREPLATA[PNUD/GEF/RLA99/31].

Análisis conceptual de las interacciones biológicas entre lagunas y el océano de la costa atlántica uruguaya."

Dawson, E. Y. (1962). "Benthic marine exploration of Bahía San Quintín, Baja California, 1960-61. Marine and marsh vegetation." *Pacific Naturalist* **3**(7): 275-280.

Descy, J. P., H. W. Higgins, J. P. Hurley and M. T. Frost (2000). "Pigment ratios and phytoplankton assessment in northern Wisconsin Lakes." *J. Phycol.* **36**: 274-286.

Falkowski, P. G. and J. A. Raven (1997). *Aquatic Photosynthesis*. Massachusetts, USA.

Fietz, S. and A. Nicklish (2004). "An HPLC analyses of the summer phytoplankton assemblage in Lake Baikal." *Freshwater Biology* **49**: 332-345.

Flöder, S. and C. W. Burns (2004). "Phytoplankton diversity of shallow tidal lakes: influence of periodic salinity changes on diversity and species number of a natural assemblage." *J. Phycol.* **40**: 64-61.

Fujiki, T. and S. Taguchi (2002). "Variability in chlorophyll *a* specific absorption coefficient in marine phytoplankton as a function of cell size and irradiance." *Journal of Plankton Research* **24**(9): 859-874.

Goericke, R. and D. J. Repeta (1992). "The pigments of *Prochlorococcus marinus*: The presence of divinyl chlorophyll *a* and *b* in a marine prokaryote." *Limnol. Oceanogr.* **37**(2): 425-433.

Goericke, Z. V. and J. P. Montoya (1998). "Estimating the contribution of microalgal taxa to chlorophyll *a* in the field-variations of pigment ratio under nutrient and light limited growth." *Marine Ecology Progress Series* **169**: 97-112.

Hernández-Becerril, D. U. y S. Álvarez-Borrego (1983). "Diatomeas bentónicas en Bahía San Quintín." *Ciencias Marinas* **9**(2): 121-131.

Hsiu-Ping, L., G. Gwo-Ching and H. Tung-Ming (2002). "Phytoplankton pigment analysis by HPLC and its application in algal community investigations." *Botanical Bulletin of Academia Sinica* **43**: 283-290.

Jeffrey, S. W., R. F. C. Mantoura and S. W. Wright (1997). *Phytoplankton pigments in oceanography: guidelines to modern methods*. Paris, UNESCO Publishing.

Keifer, D. A. and B. G. Mitchell (1983). "A simple, steady state description of phytoplankton growth based on absorption cross section and quantum efficiency." *Limnol. Oceanogr.* **28**: 770-776.

Kirk, J.T.O. (1994). *Light and photosynthesis in aquatic ecosystems*. Cambridge, Press University of Cambridge.

Kishino, M., M. Takahashi, N. Okami and S. Ichimura (1985). "Estimation of the spectral absorption coefficients of phytoplankton in the sea." *Bulletin of Marine Science.* **37**(2): 634-642.

Lara-Lara, J. R. y S. Álvarez-Borrego (1975). "Ciclo anual de clorofilas y producción orgánica primaria en Bahía San Quintín, B.C." *Ciencias Marinas* **2**(1): 77-97.

Lara-Lara, J. R., S. Álvarez-Borrego and L. F. Small (1980). "Variability and tidal exchange of ecological properties in a coastal lagoon." *Estuarine and Coastal Marine Science* **II**: 613-637.

Letelier, R. M., R. R. Bidigare, D. V. Hebel and M. Ondrusek (1993). "Temporal variability of phytoplankton community structure based on pigment analysis." *Limnol. Oceanogr.* **38**(7): 1420-1437.

Levins, R. (1968). *Evolution in changing environments: some theoretical explorations*. Princenton, New Jersey, Princenton University Press.

Lewitus, A. J., D. L. Wihte, R. G. Tymowski, M. E. Geesey, S. N. Hymel and P. A. Noble (2005). "Adapting the CHEMTAX method for assessing phytoplankton taxonomic composition in Southeastern U.S. estuaries." *Estuaries* **28**(1): 160-172.

Llewellyn, C. A., J. R. Fishwick and J. C. Blackford (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.

Mackey, M. D., D. J. Mackey, H. W. Higgins and S. W. Wright (1996). "CHEMTAX- a program for estimating class abundances from chemical markers: application to HPLC measurements of phytoplankton." *Marine Ecology Progress Series* **114**: 265-283.

Mann, K. H. (2000). *Ecology of Coastal Waters: with implications for management*. Blackwell Science.

Millán-Núñez, E. (1981). Variabilidad temporal y espacial del fitoplancton y su productividad orgánica en una laguna costera. Tesis Oceanología. Ensenada, Baja California, UABC. Escuela Superior de Ciencias Marinas.: 49 págs.

Millán-Núñez, R., S. Álvarez-Borrego and D. M. Nelson (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.

Millán-Núñez, E. (1988). "Marea roja en Bahía de Los Ángeles." *Ciencias Marinas* **14**(1): 51-55.

Millán-Núñez, E., J. R. Lara-Lara and J. S. Cleveland (1998). "Variations in specific absorption coefficients and total phytoplankton in the Gulf of California." *CalCOFI Rep.* **39**: 159-168.

Millán-Núñez, E. (1999). "Variabilidad del coeficiente específico de absorción de luz por fitoplancton en el Golfo de California." Tesis de Doctorado en Ecología Marina CICESE. Ensenada, Baja, California. 168 págs.

Millán-Núñez, E., M. E. Sieracki, R. Millán-Núñez, J. R. Lara-Lara, G. Gaxiola-Castro and C. C. Trees (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., E. Millán-Núñez, S. Álvarez-Borrego, C. C. Trees y E. A. Santamaría-del-Ángel (2004b). "Variabilidad de la comunidad del fitoplancton en Bahía San Quintín estimada mediante el análisis de pigmentos." *Ciencias Marinas* **30**(1A): 35-43.

Mitchell, B. G. (1990). "Algorithms for determining the absorption coefficient of aquatic particulates using the quantitative filter techniques (QFT)." *SPIE-Ocean Optics* **1302**: 137-148.

Moore, L. R., R. Goericke and S. W. Chisholm (1995). "Comparative physiology of *Synechococcus* and *Prochlorococcus*: influence of light and temperature on growth, pigments, fluorescence and absorptive properties." *Marine Ecology Progress Series* **116**: 259-275.

Morales-Zamorano, L. A., R. Cajal-Medrano, E. Orellana-Cepeda and L. C. Jiménez-Pérez (1991). "Effect of tidal dynamics on a planktonic community in a coastal lagoon of Baja California, México." *Marine Ecology Progress Series* **78**: 229-239.

Muylaert, K., R. Gonzales, M. Franck, M. Lionard, C. Van der Zee, A. Cattrijsse, K. Sabbe, L. Chou and W. Vyverman (2006). "Spatial variation in phytoplankton dynamics in the Belgian coastal zone of the North Sea studied by microscopy, HPLC-CHEMTAX and underway fluorescence recordings." *Journal of Sea Research*. **55**: 253-265.

Nelson, N. B., B. B. Prézelin and R. R. Bidigare (1993). "Phytoplankton light absorption and the package effect in California coastal waters." *Marine Ecology Progress Series* **94**: 217-227.

Niemie, G., D. Wardrop, R. Brooks, S. Anderson, V. Brady, H. Paerl, M. Rakocinski, L. B. and M. McDonald (2004). "Rationale for a new generation of indicators for Coastal Waters." *Environmental Health Perspectives* **112**(9): 19-31.

Pinckney, J. L., L. T. Richardson, D. F. Millie and H. W. Paerl (2001). "Application of photopigment biomarkers for quantifying microalgal community composition and in situ growth rates." *Organic Geochemistry* **32**: 585-595.

Porra, R. J., E. E. Pfündel and E. Engel (1997). Metabolism and function of photosynthetic pigments. En: *Phytoplankton Pigments in Oceanography: guidelines to modern methods*. S. W. Jeffrey, R. F. C. Mantoura and S. W. Wright Paris, UNESCO: 85-126.

Roesler, C. S., M. J. Perry and K. L. Carder (1989). "Modeling in situ phytoplankton absorption from total absorption spectra in productive inland marine waters." *Limnol. Oceanogr.* **34**(8): 1510-1523.

Sakshaug, E., A. Bricaud, Y. Dandonneau, P. G. Falkowski, D. A. Kiefer, L. Legendre, A. Morel, J. Parslow and M. Takahashi (1997). "Parameters of photosynthesis- definitions, theory and interpretation of results." *J. Plankton Research* **19**: 1637-1670.

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 págs.

Santamaría-del-Ángel, E. A. y R. Millán-Núñez (1991). "Variación de la estructura fitoplanctónica en Puerto Don Juan, Bahía de los Ángeles, Baja California." *Ciencias Marinas* **17**(2): 1-24.

Sathyendranath, S., L. Lazzara and L. Prieur (1987). "Variations in the spectral values of specific absorption of phytoplankton." *Limnol. Oceanogr.* **32**(2): 403-415.

Sathyendranath, S., T. Platt, V. Stuart, B. D. Irwin, J. W. Veldhuis, G. W. Kraay and G. W. Harrison (1996). "Some bio-optical characteristics of phytoplankton in the NW Indian Ocean." *Marine Ecology Progress Series* 132: 299-311.

Schlüter, L., F. Møhlenberg, H. Havskum and S. Laren (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." *Marine Ecology Progress Series* 192: 49-63.

Schlüter, L., T. L. Lauridsen, G. Krogh and T. Jørgensen (2006). "Identification and quantification of phytoplankton groups in lakes using new pigments ratios- a comparison between pigment analysis by HPLC and microscopy." *Freshwater Biology* 51: 1474-1485.

Siqueiros-Beltrones, D. A. (2002). *Diatomeas bentónicas de la península de Baja California; diversidad y potencial ecológico*. La Paz, B.C.S., PN-CICIMAR: UABCS.

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.

Sournia, A. (1978). *Phytoplankton Manual*. Paris, UNESCO.

Tester, P. A., M. E. Geesey, C. Guo, H. W. Paerl and D. F. Millie (1995). "Evaluating phytoplankton dynamics in the Newport River estuary (North Carolina, USA) by HPLC-derived pigments profiles." *Marine Ecology Progress Series* 124: 237-245.

Trees, C. C., D. K. Clark, R. R. Bidigare, M. E. Ondrusek and J. L. Mueller (2000). "Accessory pigments versus chlorophyll a concentrations within the euphotic zone: A ubiquitous relationship." *Limnol. Oceanogr.* 45(5): 1130-1143.

Ütermöhl, H. (1958). "Zur vervollkommnung der quantitativen phytoplankton methodik." *Limnology* 9: 1-38.

Vaulot, D. (2001). "Phytoplankton." *Encyclopedia of Life Sciences*.

Wheathon, F. W. (1982). *Acuacultura: diseño y construcción de sistemas.*, AGT Editor.

Wright, S. W., S. W. Jeffrey, R. F. Mantoura, C. A. Llewellyn, T. Bjornland, D. Repeta and N. Welschmeyer (1991). "Improved HPLC method for the analysis of chlorophylls and carotenoids from marine phytoplankton." *Marine Ecology Progress Series* **77**: 183-196.

Yentsch, C. S. and D. A. Phinney (1989). "A bridge between ocean optics and microbial ecology." *Limnol. Oceanogr.* **34**: 1694-1705.

Zertuche-González, J. A., I. Pacheco-Ruíz, A. Cabello-Pasini, J. M. Guzmán-Calderón, V. Macias-Carranza, V. F. Camacho-Ibar and C. Yarischi (2007). Potential utilization of *Ulva* spp. and its bioremediation effect in a coastal lagoon with a significant oyster cultivation. XIXth International Seaweed Symposium, Kobe, Japan.

Zohary, T. (2004). "Changes to the phytoplankton assemblage of Lake Kinneret after decades of a predictable, repetitive pattern." *Freshwater Biology* **49**: 1355-1371.