



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE BAJA CALIFORNIA
FACULTAD DE CIENCIAS MARINAS

**CARACTERIZACIÓN DE FITOPLANCTON TÓXICO Y
ACUMULACIÓN DIFERENCIAL DE TOXINAS DE TIPO
PARALIZANTE EN LA ALMEJA *Panopea globosa* (Dall 1898) EN
LA FRANJA COSTERA SAN FELIPE-PUERTECITOS, B.C.**



T E S I S

para obtener el Título de

OCEANÓLOGO

p r e s e n t a

RAMÓN MURILLO MARTÍNEZ

Ensenada, B. C. México, Diciembre 2011.

RESUMEN

Con el fin de caracterizar la variación temporal de la concentración de ficotoxinas de tipo paralizante en la almeja generosa (*Panopea globosa*) colectada en diferentes localidades de la región costera San Felipe-Puertecitos, B. C., y asociarla con la presencia de especies fitoplanctónicas potencialmente tóxicas, se realizaron análisis quincenales de ficotoxinas durante el periodo enero-junio de 2011. Paralelamente, se efectuó el análisis cualitativo de fitoplancton en muestras de red y cuantitativo en muestras de agua superficial de las áreas donde se ubican los bancos de extracción de almeja. Para el agua superficial también se registraron los valores de temperatura, oxígeno disuelto, potencial de hidrógeno y penetración de luz por disco de Secchi. Además se obtuvieron los registros de velocidad del viento y horas de luz durante el día. La cuantificación de toxinas paralizantes se realizó mediante bioensayo en ratón en extracto de víscera y de sifón. De acuerdo con el índice de diversidad de Shannon-Weinner, durante el periodo de estudio, la franja costera del corredor San Felipe-Puertecitos puede considerarse como una área homogénea para el desarrollo de la comunidad fitoplanctónica caracterizada por 25 especies de diatomeas y 22 de dinoflagelados. Se registraron dos periodos de florecimiento del dinoflagelado *Gymnodinium catenatum* con abundancias máximas de 3,900 cel L⁻¹ en febrero hasta 5,200 cel L⁻¹ en junio. El análisis de regresión múltiple indica que el 86% de la variabilidad ($r=0.86$, $\alpha=0.05$) en las abundancias de *G. catenatum* está asociado con las horas de luz, el pH y el oxígeno disuelto. La concentración de saxitoxina (STXeq) en vísceras de almeja en tres ocasiones superó el límite permisible para el consumo por humanos, que de acuerdo a la NOM-EM-005-SSA1-2001 es de 80 $\mu\text{g STXeq} \cdot 100 \text{ g}^{-1}$ de tejido; en enero, se registró una concentración de 453.0 $\mu\text{g STXeq} \cdot 100 \text{ g}^{-1}$, en febrero la concentración fue de 84.92 $\mu\text{g STXeq} \cdot 100 \text{ g}^{-1}$ y en junio llegó a 94.93 $\mu\text{g STXeq} \cdot 100 \text{ g}^{-1}$. La concentración de toxinas paralizantes en los extractos de sifón no fue mayor que el nivel mínimo de detección del bioensayo en ratón. Con este estudio se demostró que *Gymnodinium catenatum* es la especie causante de la acumulación de toxinas paralizantes en almeja generosa (*Panopea globosa*) de la región de San Felipe-Puertecitos, B. C., y que la acumulación de estas toxinas en estos organismos es de manera diferencial presentando la mayor acumulación en vísceras.

APROBACIÓN DE LA TESIS:

**“CARACTERIZACIÓN DE FITOPLANCTON TÓXICO Y ACUMULACIÓN
DIFERENCIAL DE TOXINAS DE TIPO PARALIZANTE EN LA ALMEJA
Panopea globosa (Dall 1898) EN LA FRANJA COSTERA SAN FELIPE-
PUERTECITOS, B.C.”**

TESIS QUE PRESENTA:

RAMÓN MURILLO MARTÍNEZ

APROBADA POR:



DR. JOSÉ LUIS PEÑA MANJARREZ.
Presidente del Jurado



DR. ERNESTO GARCÍA MENDOZA
Sinodal Propietario



DRA. GRACIELA GUERRA RIVAS
Sinodal Propietario

AGRADECIMIENTOS

A Dios, por darme unos padres tan maravillosos, Ramón y Teresa, que siempre me han apoyado en todo lo que me propongo y que han sido siempre mi ejemplo a seguir.

A mi hermanita Maura que aunque estemos lejos nos queremos y siempre podremos contar el uno con el otro.

A mi Familia que estuvo siempre al pendiente de mis pasos durante mis estudios.

A mi segunda Familia en Ensenada: Ariel, Beto, Juan Carlos, Tenoch y Vladimir, que desde el inicio de nuestros estudios estuvimos juntos y nos supimos apoyar en cada momento.

A la Facultad de Ciencias Marinas y a todos mis profesores que fueron parte fundamental en mi aprendizaje.

Al Dr. José Luis Peña Manjarrez que bajo su dirección he podido realizar este trabajo, así como al Dr. Ernesto García Mendoza y a la Dra. Graciela Guerra Rivas por su apoyo y comentarios a lo largo de todo este trabajo de investigación.

A la M.C. Jennifer M. Mancera Flores por el apoyo, comentarios y tiempo dedicado al análisis de toxinas.

Al Laboratorio FICOTOX de CICESE por permitirme utilizar sus instalaciones para el análisis de fitoplancton y toxinas de tipo paralizantes.

A CONACYT por otorgarme la beca para la realización de este estudio.

Al Ocean. Guillermo López y al M.C. José Carlos Garduño por el apoyo brindado en la toma de muestras.

Al M.C. Alejandro Hinojosa por su apoyo en la elaboración del mapa de estudio.

ÍNDICE

	Página
INTRODUCCIÓN	1
Antecedentes	6
Hipótesis	10
Objetivos	10
MATERIALES Y MÉTODOS	11
Área de estudio	11
Metodología	14
Análisis de fitoplancton	14
Medición de Variables Ambientales	15
Análisis Cuantitativo de Toxinas Paralizantes (PSTxs)	15
Preparación de la Muestra	16
Extracción	16
Bioensayo en Ratón	17
Análisis Estadístico	18
RESULTADOS	20
Variables ambientales y su relación con la composición de los grupos fitoplanctónicos en la región costera	20
Concentración y Variación de PSTxs en almeja generosa <i>Panopea globosa</i>	32

Análisis Estadístico	40
DISCUSIONES	42
CONCLUSIONES	51
RECOMENDACIONES	52
REFERENCIAS	53

LISTA DE TABLAS

	Página
Tabla I. Variables ambientales en las estaciones SF1 y SF2	23
Tabla II. Regresión múltiple, valores de beta significativos (β) para las variables ambientales	40
Tabla III. Índices de diversidad de Shannon-Weiner para las cuatro estaciones	41

LISTA DE FIGURAS

	Página
Fig. 1. Área de estudio.....	12
Fig. 2. Dinoflagelados con mayor abundancia	22
Fig. 3. Diatomeas con mayor abundancia	22
Fig. 4. Composición porcentual del fitoplancton en la estación SF1....	26
Fig. 5. Composición porcentual del fitoplancton en la estación SF2.....	27
Fig. 6. Composición porcentual del fitoplancton en la estación SF3.....	29
Fig. 7. Composición porcentual del fitoplancton en la estación SF4.....	30
Fig. 8. Abundancia de <i>G. catenatum</i> durante el periodo de estudio.....	31
Fig. 9. Concentración de PSTxs en la estación SF1.....	34
Fig. 10. Concentración de PSTxs en la estación SF2.....	35
Fig. 11. Concentración de PSTxs en la estación SF3.....	36
Fig. 12. Concentración de PSTxs en la estación SF4.....	37
Fig. 13. Concentración de PSTxs para las cuatro estaciones.....	38
Fig. 14. Concentración de PSTxs en las estaciones SF1, SF2 y SF3.....	39

ANEXOS

	Página
Anexo I. Tabla de corrección de pesos para ratones	65
Anexo II. Tabla de Sommer's	66
Anexo III. Lista de especies presentes en el mes de enero	67
Anexo IV. Lista de especies presentes en el mes de febrero	68
Anexo V. Lista de especies presentes en el mes de marzo	70
Anexo VI. Lista de especies presentes en el mes de abril	71
Anexo VII. Lista de especies presentes en el mes de mayo	72
Anexo VII. Lista de especies presentes en el mes de junio	73

INTRODUCCIÓN

Los primeros estudios sobre florecimientos algales nocivos en nuestro país estuvieron orientados a la descripción taxonómica de los principales grupos de microalgas que forman parte de la comunidad fitoplanctónica de las costas nacionales. Sin embargo estos estudios se ampliaron cuando los investigadores encontraron que su distribución presentaba gran variabilidad geográfica, además notaron que su presencia y abundancia se relaciona estrechamente con las características ambientales, así el estudio del papel de estos microorganismos en el funcionamiento de los ecosistemas empezó a tomar relevancia (Peña-Manjarrez, 2008).

Cuando las condiciones ambientales son favorables, la tasa de crecimiento de ciertas especies puede aumentar alcanzando su población altas abundancias, lo cual es conocido como "florecimiento algal". Estos florecimientos pueden estar asociados a la producción de toxinas, las cuales, pueden producir la muerte de peces, la contaminación de moluscos, problemas de salud en el hombre o alterar el ecosistema (Lewis *et al.*, 1995; Carmichael, 1997; Landsberg, 2002).

Cuando ocurren los florecimientos algales nocivos o tóxicos (FANs) el fitoplancton no es del todo homogéneo. Aunque una o más especies pueden representar la mayor abundancia, las comunidades pueden estar conformadas por un conjunto de especies con características biológicas y fisiológicas diferentes (Smayda, 1997).

Los florecimientos algales nocivos se han manifestado a lo largo de la historia. Sin embargo, en la época actual su impacto en la acuicultura, pesquerías, turismo y salud humana, se ha incrementado causando grandes pérdidas económicas a nivel mundial. Entre las principales causas asociadas a este incremento se han mencionado; la eutroficación, los cambios

meteorológicos de gran escala, el uso de las aguas costeras para la maricultura, el transporte de quistes de algunas especies de microalgas por la transferencia de moluscos de una área a otra, y el uso de agua de lastre por embarcaciones que realizan viajes transoceánicos (Steidinger, 1983; Hallegraeff, 1993; Shumway, 1992; Ledoux y Marcaillou-Lebaut, 1994).

Las toxinas marinas de origen algal son llamadas ficotoxinas, su presencia en alimentos de origen marino, principalmente moluscos, representan un grave problema sanitario y económico de extensa incidencia geográfica, que afecta tanto a países industrializados como a países en desarrollo (Sar *et al.*, 2002). Las ficotoxinas son compuestos químicos biológicamente activos cuya toxicidad se manifiesta de diferentes maneras en sus consumidores (Shumway y Cembella, 1993) y se clasifican de acuerdo a su efecto tóxico en el hombre como: paralizantes (PSP), amnésicas (ASP), diarreicas (DSP) y neurotóxicas (NSP), cuyo vector principal son los moluscos bivalvos. Asimismo existen las ciguatoxinas (CTX) que son acumuladas por peces que al ser consumidos por humanos producen la enfermedad conocida como ciguatera (Holmes, 1992). Las toxinas atacan principalmente el sistema nervioso periférico, alterando el transporte de iones en las membranas excitables y actúan como inhibidores metabólicos (Hall, 1991). Anualmente, a escala mundial se registran alrededor de 2,000 casos de intoxicación por ficotoxinas, con un 15% de mortalidad (Hallegraeff, 1993).

En los últimos años el estudio de los FANs se ha enfocado en el registro y descripción de los eventos, identificación de especies y su biodiversidad, elaboración de modelos de los procesos y mecanismos que controlan los florecimientos algales, desarrollo de programas de evaluación y seguimiento, descripción de los mecanismos de producción de toxinas, toxicidad, bioacumulación, y su impacto en la acuicultura, pesquerías y salud pública. La mayoría de los estudios tienen como objetivo principal lograr en un futuro

controlar dichos eventos nocivos para disminuir su impacto ecológico, económico y social (Morquecho-Escamilla, 1996).

Las investigaciones sobre fitoplancton tóxico, han permitido establecer que de las aproximadamente 5,000 especies de fitoplancton en los océanos, alrededor de 300 son formadoras de florecimientos algales, 40 de las cuales se han asociado a la producción de ficotoxinas (Hallegraeff, 1993).

La mayoría de estas especies pertenecen al grupo de dinoflagelados, donde los géneros *Alexandrium*, *Pyrodinium* y *Gymnodinium* se relacionan con la producción de toxinas del tipo paralizante (Hallegraeff, 1993; Shumway y Cembella, 1993). Al género *Gymnodinium* también se le atribuye la producción de neurotoxinas (Shumway y Cembella, 1993; Steidinger, 1993). Mientras que los géneros *Ptychodiscus*, *Karenia*, *Prorocentrum* y *Dinophysis* (Steidinger, 1983), comúnmente están asociados con la producción de toxinas del tipo diarreicas. La toxina de la ciguatera es producida por los géneros *Amphidinium*, *Coolia* (Bagnis, 1993), *Ostreopsis* (Mercado *et al.*, 1995) y *Gambierdiscus* (Steidinger, 1983).

En el grupo de las diatomeas, la producción de toxinas se presenta principalmente en el género *Pseudonitzschia* (Bates *et al.*, 1991; Buck *et al.*, 1992) comúnmente relacionada con eventos de tipo amnésico (Shumway y Cembella, 1993; Steidinger, 1993). Por otra parte, algunos flagelados de los géneros *Prymnesium* y *Chrysochromulina* (Meldahl *et al.*, 1995), cianobacterias como *Oscillatoria* (Han y Capra, 1992) y algunas bacterias asociadas a dinoflagelados, entre otros grupos también pueden producir toxinas (Silva, 1990; Kodama *et al.*, 1990; Rausch y Lassus, 1991).

Algunas especies productoras de florecimientos poseen la habilidad para formar quistes de reposo en una parte de su ciclo de vida. En regiones templadas, esta estrategia les permite sobrevivir a las condiciones adversas

durante los meses de invierno, permaneciendo varios meses en los sedimentos (Peña-Manjarrez, 2008).

Existen diferentes métodos para la detección de ficotoxinas, que en muchos casos, en un tiempo reducido, permiten detectar su presencia a niveles muy por debajo de lo que se considera un riesgo (Sar *et al.*, 2002). Para la determinación de las ficotoxinas existen métodos directos e indirectos. Entre los directos, se encuentran los analíticos utilizados generalmente en programas de investigación y cuantificación de cada una de las toxinas presentes. Los indirectos, como los bioensayos en ratón (Sullivan, 1993), se utilizan en los programas de monitoreo y control sanitario, con el fin de proteger la salud pública, se da relevancia al conocimiento de la toxicidad global potencial y por lo tanto se utilizan los bioensayos rutinariamente (Sar *et al.*, 2002).

Con la aplicación de técnicas analíticas, la variabilidad entre los resultados se puede reducir hasta valores menores de 10% (Sullivan, 1993). El uso de la cromatografía líquida de alta resolución (HPLC) ha permitido realizar estudios cualitativos y cuantitativos de toxinas del tipo PSP (Sullivan *et al.*, 1983), DSP (Dickey *et al.*, 1993), ASP (Mackenzie *et al.*, 1993), NSP (Shimizu *et al.*, 1995) y CTX (Yasumoto *et al.*, 1995), las ficotoxinas se pueden analizar individualmente o en grupo (Sullivan, 1993). La escasez de estándares certificados de varias toxinas es uno de los principales problemas para la aplicación de técnicas analíticas en los laboratorios de regulación sanitaria (Soberanes, comunicación personal, 2011).

El principio general del bioensayo en ratón para la determinación de ficotoxinas se basa en la administración de la muestra a analizar o de un extracto de la misma, a un animal, ya sea por vía oral o, más comúnmente mediante inyección intraperitoneal, seguida de la observación de los síntomas y/o de la determinación del tiempo de supervivencia (Sar *et al.*, 2002). Este método no proporciona información acerca de la identidad de las toxinas

individuales que pueden estar presentes, está limitado a proveer solamente una aproximación de la toxicidad total de la muestra, que puede ser convertida en una cantidad absoluta de saxitoxina equivalente (STXeq) con base en una toxina de referencia (Sullivan, 1993). El error de los resultados que se obtiene por este método se encuentra alrededor del 20% debido a que es poco selectivo. Su baja especificidad es de gran utilidad desde el punto de vista de la estimación del riesgo para la salud pública, puesto que permite la detección de nuevas toxinas o sus derivados, proporcionando de esta forma un alto grado de protección al consumidor (Sar *et al.*, 2002)

Entre las ventajas que proporcionan los bioensayos en ratón se pueden considerar: obtención de resultados a bajo costo en ausencia de infraestructura analítica, el bioensayo se realiza de manera sencilla y la respuesta se obtiene de manera casi inmediata (Andersen, 1996). El bioensayo en ratón fue la base para descubrir, estudiar y regular todas las toxinas marinas (Sullivan, 1993), y actualmente es el único método reconocido internacionalmente con fines de control sanitario (Sar *et al.*, 2002).

La intoxicación paralizante por ingestión de moluscos (PSP) es un síndrome neurotóxico asociado a la presencia de saxitoxina (STX) y/o sus análogos en los mariscos. Los síntomas producidos son parestesia, paresia y parálisis muscular, que en casos graves puede desembocar en paro respiratorio y muerte. En cuanto a las toxinas de tipo paralizante (PSTxs), el nivel máximo aceptable internacionalmente en los mariscos es de 80 μg equivalentes de STX por 100 g de carne de molusco ($\mu\text{g STXeq} * 100 \text{ g}^{-1}$) (Sar *et al.*, 2002), o su equivalente a 400 unidades de ratón por 100 g de carne ($\text{UR} * 100 \text{ g}^{-1}$), para las toxinas de tipo amnésico y neurotóxico sus límites comprenden los 20 $\mu\text{g g}^{-1}$ de ácido domoico y 20 $\text{UR} * 100 \text{ g}^{-1}$ de brevetoxina, respectivamente, de acuerdo a la NOM-242-SSA1-2009.

ANTECEDENTES

Durante las últimas décadas se ha escrito mucho acerca de las mareas rojas. En el pasado, este fenómeno era raro e impredecible, pero en la actualidad es muy común y de cierta temporalidad en determinadas áreas, también se sabe que son varias las especies que las conforman (Cortés-Altamirano, 1998).

Hasta 1970, los florecimientos de fitoplancton productor de toxinas paralizantes (PSTxs), estaban asociados a *Alexandrium tamarense* y *A. catenella*, los cuales solamente eran conocidos en las aguas templadas de Europa, América del Norte y Japón (Dale y Yentsch, 1978).

Halstead en 1978, publicó una revisión sobre los animales ponzoñosos y venenosos a nivel global, en la cual ya se menciona el síndrome de parálisis por mariscos, que de acuerdo con Sommer *et al.* (1937), se conoce desde que el grupo de investigación de la Jolla y la Fundación Hooper mostraron que las intoxicaciones se presentaban únicamente cuando el molusco bivalvo había sido expuesto a grandes cantidades de *Gonyaulax* spp. (Lindemann, 1928) (= *Alexandrium*, Whedon y Kofoid, 1936; Balech, 1985).

Los primeros reportes de víctimas humanas, presumiblemente por PSP en tiempos recientes, se registraron en 1970 (Avaria, 1979) y en 1972, año en que estos brotes tóxicos se asociaron a la ocurrencia de *Alexandrium catenella* (= *Gonyaulax catenella*) en la región de Magallanes de la Patagonia chilena (Guzmán y Campodonico, 1975). A partir de 1980 comienzan los informes de episodios de PSP asociados a la ocurrencia de *A. tamarense* (= *Gonyaulax tamarensis/excavata*) en las costas de la Patagonia Argentina, donde se registraron valores de $50,000 \mu\text{g STXeq} \cdot 100 \text{ g}^{-1}$ (Carreto *et al.*, 1981).

Las especies que han sido consideradas como tóxicas en los litorales del Pacífico Mexicano son *Gonyaulax polyedra* (= *Lingulodinium polyedrum*), *G.*

polygramma, *Gymnodinium catenatum* (Graham, 1943) y *Pyrodinium bahamense*, mientras que en el Golfo de México son *Ptychodiscus brevis* (Hernández-Becerril, 1993), *Dinophysis caudata*, así como *Pseudonitzschia pungens* (Dickey *et al.*, 1992).

En México, los registros estadísticos a largo plazo de las mareas rojas, únicamente se han llevado a cabo en la Bahía de Mazatlán, donde los florecimientos más comunes y frecuentes (63%) se deben al ciliado *Mesodinium rubrum* (= *Myrionecta rubra*), que no es tóxico. Para esta área se han asociado a los florecimientos con las surgencias y en los años en que existía relación con el fenómeno El Niño. En esa región, nueve especies se asocian a los florecimientos durante los meses de febrero a mayo, de las cuales *G. catenatum* es altamente tóxica y su ocurrencia es más frecuente en abril, con una frecuencia del 10% en 16 años (Cortés-Altamirano *et al.*, 1995).

En la Bahía de Mazatlán, se documentaron los primeros casos de intoxicación por toxina paralizante (PSTxs) en nuestro país (De la Garza, 1983), estos fueron asociados con el consumo de ostión de roca (*Striostrea prismatica*) de esa región, provocando en 1979 la muerte de 3 personas. Los niveles de toxicidad detectados fueron de hasta $1,720 \mu\text{g STXeq} * 100 \text{ g}^{-1}$ (Mee *et al.*, 1986 y Cortés-Altamirano *et al.*, 1995).

Durante febrero y mayo de los años 1985, 1997, 2001 y 2003, ocurrieron mortalidades masivas de nauplios y camarones en las granjas camaronícolas, dichas mortalidades coincidieron con una serie de florecimientos dominados por *G. catenatum* en las costas de Sinaloa. Los análisis de toxinas iniciaron en 2001 por bioensayo en ratón (Cortés-Altamirano y Alonso Rodríguez, 2007) y por HPLC (Garate-Lizárraga *et al.*, 2005), ambos métodos indicaron que la toxicidad no rebasó el límite máximo de $80 \mu\text{g STXeq} * 100 \text{ g}^{-1}$ para consumo de mariscos.

En la costa oeste del Golfo de California sólo se tienen algunos registros esporádicos de la aparición de estos eventos (Hernández-Becerril, 1987; Millán-Núñez, 1988 y Gárate-Lizárraga, 1991). En Bahía Concepción se ha reportado que *Noctiluca scintillans* comúnmente forma florecimientos reportándose abundancias de esta especie de hasta tres millones de cél L⁻¹ (Streets, 1878; Allen, 1937 y Gárate-Lizárraga, 1991).

El primer registro de *G. catenatum* en el Golfo de California fue hecho por Gilbert y Allen (1943), quienes en 1939 realizaron un crucero alrededor de las grandes Islas (~ 29° latitud norte). Estudios posteriores también han documentado que ésta es la principal especie tóxica del Golfo de California (Mee *et al.*, 1986; Cortés-Altamirano y Núñez-Pastén, 1991; Hernández-Becerril, 1993 y Gómez-Aguirre, 1995).

La cuantificación de PSTxs en el pasado, solo se había realizado en Baja California Sur, donde en el área de Bahía Concepción, durante enero a mayo de 1992 se registró una concentración de PSTxs por arriba de la norma (400 UR) en *Argopecten circularis* y *Pinna rugosa* (Band-Schmidt, 2002). Asimismo Band-Schmidt (2002) reportó que no se observaron florecimientos masivos de fitoplancton en la superficie del agua; sin embargo, las especies *G. catenatum*, *A. catenella*, *D. caudata*, *Prorocentrum micans* y *P. compressum*, pueden haberse relacionado con la producción de toxinas, debido a que han sido registradas en la bahía (CICIMAR, 1992; Lechuga *et al.*, 1993 y Gárate-Lizárraga, 1995).

Debido a la detección de toxinas paralizantes (PSTxs) en muestras de la almeja generosa (*Panopea globosa*) en abril del 2010, la Comisión Federal para la Protección contra Riesgos Sanitarios (COFEPRIS-SSA) estableció una veda sanitaria en la región de San Felipe, B.C. Esta fue la primera vez que se detectó y reportó la ocurrencia de un florecimiento tóxico en Baja California, asociado a la presencia del dinoflagelado *G. catenatum*, sin notificación de algún incidente

de intoxicación o deceso. La veda sanitaria de moluscos provenientes del área San Felipe-Puertecitos (SFP), B.C., se mantuvo aproximadamente durante un mes, e impactó fuertemente la actividad pesquera relacionada con la extracción de almeja generosa. En la parte económica las pérdidas estimadas fueron de más de \$500,000 dólares durante el tiempo en que duró la veda sanitaria (M.C. José Carlos Garduño, productora Miramar; comunicación personal).

Los productores de la región han reconocido la necesidad de generar información sobre las comunidades fitoplanctónicas y las características ambientales de las áreas de explotación, lo cual les permitirá elaborar un plan de manejo de la problemática para salvaguardar su actividad. Es necesario identificar y caracterizar la temporalidad de la ocurrencia de los florecimientos con potencial tóxico en la región. En paralelo, se debe determinar la concentración de toxinas en especímenes de almeja generosa colectadas en diferentes localidades para reconocer el impacto geográfico de los FANs en la región, y buscar su asociación con las especies de microalgas presentes. Por último, es fundamental caracterizar la acumulación diferencial de las toxinas en los tejidos de los organismos expuestos al florecimiento.

La presente investigación involucra la detección de especies potencialmente tóxicas, con énfasis en el grupo de los dinoflagelados, la variación de las abundancias celulares en relación con las condiciones ambientales, y su efecto en la acumulación de toxinas paralizantes en la almeja generosa (*Panopea globosa*) para el área de San Felipe-Puertecitos (SFP), B.C.

HIPÓTESIS

La concentración de toxinas de tipo paralizante en tejidos de almeja generosa (*Panopea globosa*) del área de San Felipe-Puertecitos, B.C., está asociado a las especies fitoplanctónicas productoras de estas toxinas en las zonas de captura.

La acumulación de toxinas en los tejidos de la almeja es de forma diferencial, presentando mayor concentración en vísceras que en el sifón.

OBJETIVOS

Caracterizar las especies de fitoplancton tóxico, su variabilidad temporal y distribución geográfica en la región costera de San Felipe-Puertecitos, B.C.

Conocer la variación de las abundancias celulares del fitoplancton tóxico en relación con las condiciones ambientales, y su asociación con la acumulación de toxinas paralizantes (PSTxs) en la almeja generosa (*Panopea globosa*) para el área San Felipe-Puertecitos, B.C.

Caracterizar la concentración diferencial de PSTxs y su variación estacional en diferentes tejidos de la almeja *Panopea globosa* extraída en el área San Felipe-Puertecitos, B.C.

MATERIALES Y MÉTODOS

ÁREA DE ESTUDIO

La zona de estudio se ubica en la porción oriental de Baja California, comprendiendo la franja costera entre San Felipe y Puertecitos. Esta franja forma parte de los municipios de Mexicali y Ensenada. Geográficamente se localiza entre los 30°55'54" y 30°17'00" de latitud norte, y los 114°43'03" y 114°39'00" de longitud oeste. La ubicación de las estaciones se determinó en base a la presencia de bancos de almeja y fueron georreferenciados para los muestreos posteriores. Por su extensión y asignación de concesiones a los productores, el área de estudio se dividió en cuatro secciones de acuerdo a los permisos comerciales para la extracción de almeja generosa en la zona (Fig. 1), estas estaciones se designaron como SF1, SF2, SF3 y SF4.

Las condiciones ambientales de la región tienen una marcada influencia de la parte continental. El clima es del tipo muy seco (BW) con temperatura media de 18° a 20°C y oscilación anual mayor de 14°C, la precipitación media anual es de 100 mm con lluvias muy escasas en verano e invierno, el número de días de lluvia por año es de aproximadamente cinco (García, 1973). De mayo a junio, se registra la época más caliente y seca, y en ese periodo se puede alcanzar una temperatura ambiente de 48°C a la sombra (SPP, 1982)

Esta zona presenta características oceanográficas particulares como son poca profundidad, intervalos extremos de temperatura, alta evaporación, alta salinidad, sedimentos finos, altos índices de turbidez y grandes amplitudes de mareas (SEMARNAT, 2007).

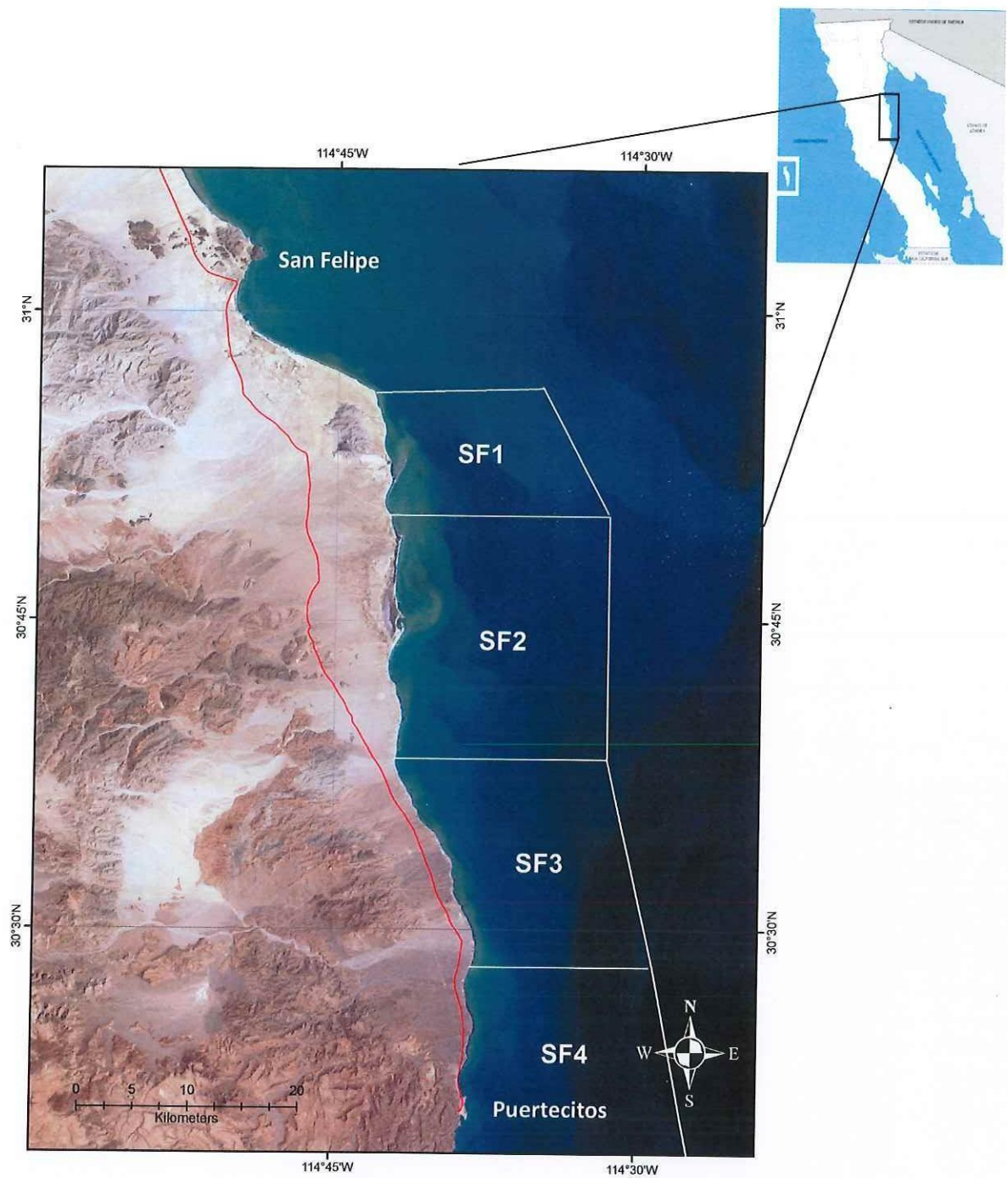


Figura 1.- Mapa de ubicación de las estaciones de trabajo en la franja costera San Felipe-Puertecitos, Baja California, dividida de acuerdo a las concesiones comerciales para extracción de moluscos otorgadas por la CONAPESCA.

La parte marina presenta un clima más continental que oceánico; se presentan dos estaciones, la fría de noviembre a mayo y la cálida de junio a octubre (Mosiño y García, 1974), ambas con periodos de lluvia (Lavin y Organista, 1988). La temperatura superficial promedio del mar es de 22.7°C, con temperaturas mínimas de 10°C en invierno y máximas de 32°C en verano. La salinidad superficial varía de 36.5 en invierno hasta 38.5 en verano (Álvarez-Borrego y Galindo-Bect, 1974; Álvarez-Borrego *et al.*, 1975).

El área de estudio se encuentra influenciada por la región hidrológica denominada Baja California noreste que abarca desde el Puerto de San Felipe hasta la desembocadura del Río Colorado y se divide en las cuencas Agua Dulce-Santa Clara y Laguna Salada-Arroyo del Diablo (Glenn *et al.*, 1992).

La marea presenta ciclos diurnos y semidiurnos, registrándose variaciones en el nivel del mar de 7.0 m y hasta cerca de 10.0 m, las corrientes de marea registran velocidades de 0.21 m s⁻¹ (Vázquez-León, 2001). Durante el invierno se presentan vientos del noroeste con velocidades de 8.0 a 12.0 m s⁻¹ orientados a lo largo del eje del Golfo de California, generando olas de hasta dos metros de altura. Durante el verano el sistema de presión atmosférica a gran escala ocasiona vientos débiles del sureste con velocidades de 2.0 a 5.0 m s⁻¹ orientados a lo largo del Golfo de California (Badán-Dangon, *et al.*, 1985). Durante todo el año se presentan procesos de surgencia costera asociados a las fuertes corrientes de marea y al sistema termodinámico de circulación del agua (Vázquez-León, 2001). La región puede estar afectada por eventos climáticos extremos como tormentas tropicales, huracanes o marejadas, aunque son aislados y raros (SEMARNAT, 2007).

El fondo marino está constituido principalmente por sedimentos de grano fino, limos y arcillas, que a través del tiempo fueron transportados y depositados por el Río Colorado (Thompson, 1969; Brusca, 1980).

METODOLOGÍA

El trabajo de campo para la recolección quincenal de fitoplancton y almeja, así como la medición de las variables ambientales *in situ*, estuvo apoyado por los concesionarios de las áreas de extracción de almeja ubicados en San Felipe (Ocean. Guillermo López) y Puertecitos (M.C. José Carlos Garduño)

Análisis de fitoplancton.

Para analizar la composición por especies del fitoplancton, durante el periodo enero-junio del 2011 se recolectaron muestras quincenales de agua de mar en las estaciones SF1 y SF2, y ocasionalmente en las estaciones SF3 y SF4. Durante los días 26 y 27 de marzo del mismo año se realizó un muestreo dirigido a lo largo de la franja costera SFP. Todos los muestreos se realizaron durante el periodo de mareas muertas.

En los muestreos quincenales se recolectaron una muestra superficial y otra mediante arrastre vertical desde la superficie hasta 10 m de profundidad, con red para fitoplancton con luz de malla de 20 μm . En el muestreo dirigido se tomaron tres muestras de agua en cada estación de muestreo, una superficial, otra a 10 m de profundidad con ayuda de una botella van-Dorn y la última con una red para fitoplancton con luz de malla de 20 μm .

Cuando se detectaron florecimientos de fitoplancton los muestreos se intensificaron para dar seguimiento cuantitativo a la variación temporal del número de células por litro en cada estación.

Las muestras fueron colocadas en frascos de plástico oscuro tipo Nalgene de 250 mL y se fijaron con solución concentrada de Lugol-Acetato, manteniéndose a 4°C para su traslado al laboratorio donde se analizaron por el método de Utermöhl (1958), utilizando cámaras de sedimentación con columnas de 10 mL.

Para la identificación a nivel género y especie se utilizó un microscopio compuesto (Leica, DM500) con objetivos de 40x y 100x, mientras que la cuantificación de las abundancias celulares, se realizó con microscopio invertido (Leica, DMI-3000B), con objetivos de 10x, 20x, 40x y 63x, se utilizó la sistemática taxonómica para los diferentes grupos de microalgas y se consultaron diversos manuales y catálogos para la identificación de las especies (Cupp, 1943; Taylor, 1976 y Tomas, 1997).

Medición de variables ambientales.

En cada muestreo se realizaron mediciones de algunas variables ambientales con un equipo multiparámetro portátil para el trabajo de campo (YSI-ProODO), con sensores de temperatura, potencial de hidrógeno y oxígeno disuelto. Utilizando el disco de Secchi se midió la penetración de la luz, con las mediciones así obtenidas se calculó el coeficiente de atenuación vertical de la luz difusa con la ecuación $K_d = 1.44 / S_d$ (Kirk, 1994).

Las horas de luz durante el día se obtuvieron de la página de la NOAA (<http://www.srrb.noaa.gov/highlights/sunrise/sunrise.html>), y la velocidad del viento se obtuvo de la página Weather Underground (<http://www.wunderground.com/>).

Análisis cuantitativo de Toxinas Paralizantes (PSTxs).

Durante los muestreos quincenales también se efectuaron buceos para recolectar de 2 a 4 ejemplares de almeja *Panopea globosa*, en cada estación. Los organismos fueron resguardados en bolsas individuales con cierre hermético debidamente etiquetadas, para su traslado se colocaron en hieleras manteniéndolas a 4°C, una vez en el laboratorio se congelaron a -20°C hasta su análisis. La medición de la concentración de toxinas se realizaron por el método

recomendado por la Asociación Oficial de Química Analítica (AOAC, 1995) para el bioensayo con ratón, en conjunto con la metodología propuesta por el Programa Mexicano de Sanidad de Moluscos Bivalvos, NOM-242-SSA1-2009.

Este método cuantifica la toxicidad total expresada en equivalentes de saxitoxina, tomando como patrón de referencia el efecto de un estándar de saxitoxina pura (STX) y utiliza como medida las unidades de ratón (UR). Una UR se define como la cantidad mínima de toxina requerida para matar un ratón de 20 g de peso, en 15 minutos, al suministrarse 1 mL de extracto por vía intraperitoneal (Delaney, 1989).

Preparación de la muestra.

De 2 a 3 organismos de cada estación, se descongelaron sumergiéndolos en agua a temperatura ambiente, posteriormente se separó la carne de las valvas cortando los músculos aductores. Al obtener el organismo libre de sus valvas se separó el tejido visceral del resto del organismo, esto con el propósito de analizar por separado las vísceras y el músculo del sifón. Se enjuagó cada tejido con agua corriente para eliminar arena y otros cuerpos extraños, después los tejidos de cada uno de los especímenes se colocaron sobre un tamiz para drenar durante 5 minutos.

Extracción.

Los tejidos se licuaron por separado utilizando una licuadora (Osterizer, Mod. 6640). En un matraz se colocaron 100 g de cada muestra molida, se añadieron 100 mL de HCl 0.1 N y se mezcló con ayuda de un homogeneizador (VWR PowerMax, AHS250). El matraz con el homogeneizado se colocó sobre una plancha de calentamiento hasta alcanzar la ebullición, y se mantuvo así por 5 minutos. Después de transcurrido este tiempo el homogeneizado se retiró de la plancha de calentamiento y se dejó enfriar, colocando el matraz en baño de agua a temperatura ambiente. Una vez que alcanzó la temperatura ambiente,

se ajustó el pH entre 2.0 y 4.0 añadiendo HCl 5.0 N. El contenido del matraz se traspasó a una probeta graduada y se ajustó el volumen a 200 mL con HCl 0.1 N, se agitó para homogenizar de nuevo y se dejó reposar para decantar la mayor cantidad posible de líquido sobrenadante. Se tomaron 40 mL del extracto y se centrifugó durante 7 minutos a 3,000 rpm. Los extractos así obtenidos fueron guardados en refrigeración a 4°C hasta su aplicación para el bioensayo en ratón.

Bioensayo en ratón.

Se emplearon ratones machos albinos, sanos, cepa Webster Suiza Hsd: ICR (CD1), con un peso entre 19 y 21 g, con 2 días de aclimatación dentro del laboratorio. El peso de cada ratón se registró el día de ingreso al laboratorio y el día del bioensayo, en el momento previo de la inyección intraperitoneal. Los ratones que presentaron pesos menores a 19 g y mayores a 21 g también se utilizaron corrigiendo el valor de las unidades ratón (UR) de acuerdo con la tabla de corrección de pesos (Anexo I).

Para cada extracto de víscera y sifón, se utilizaron 3 ratones. A cada ratón se le inyectó 1 mL del extracto por vía intraperitoneal, en los casos de una mala inyección o no se logró inyectar todo el volumen de 1 mL del extracto, se descartó al animal de prueba y se utilizó un nuevo ratón. Justo después de completar la inyección se registró el tiempo de inicio y se observaron los ratones hasta el tiempo de su muerte, que sería determinado por el último respiro del ratón. Al ser inyectados se registraron los signos de intoxicación. En el caso de presencia de toxinas se observó: agitación, dificultad respiratoria, parálisis de extremidades, saltos, espasmos y por último la muerte por paro respiratorio.

Cuando el tiempo de muerte o la mediana del tiempo de muerte de los ratones fue menor a 5 minutos, se realizaron diluciones del extracto, generando un factor de dilución (FD), hasta obtener tiempos de muerte comprendidos entre

5 y 7 min. Al determinar el tiempo de muerte de cada uno de los ratones se calcularon las UR por medio de la tabla de Sommer's (Anexo II), y se corrigieron estas multiplicando las UR por el factor de corrección de pesos (URC), por último se tomó la mediana de las URC del grupo.

Para calcular las concentraciones mínima y máxima de toxinas en los moluscos se utilizaron los Factores de Conversión (FC), reportados por la Comisión de Control Analítico y Ampliación de Cobertura (CCAyAC) y por el Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste (CIBNOR), con valores de 0.18 y 0.22, respectivamente.

La concentración de toxina se calculó de acuerdo a la siguiente ecuación:

$$\mu\text{g STXeq} * 100 \text{ g}^{-1} \text{ de tejido} = \text{URC} * \text{FD} * \text{FC} * 200$$

En donde:

URC = Unidades de Ratón Corregidas

FD = Factor de Dilución

FC = Factor de Conversión, mín. = 0.18 y máx. = 0.22

Análisis estadístico.

Para investigar si existe una relación entre las abundancias celulares de las especies productoras de florecimientos tóxicos y las variables ambientales medidas en este estudio, se realizó un análisis de regresión múltiple ($\alpha = 0.05$, $p < 0.01$). Las variables introducidas al modelo de regresión fueron: temperatura superficial, potencial de Hidrógeno, velocidad del viento, oxígeno disuelto, horas de luz durante el día y el coeficiente de atenuación vertical de la luz difusa (K_d), para ello se utilizó el programa STATISTICA v.7.1 (Microsoft).

Con el mismo programa de software, y para explorar la posible relación entre la concentración de toxinas de tipo paralizante en las vísceras de los

moluscos con respecto a las abundancias celulares de *G. catenatum*, se realizó un análisis de regresión lineal considerando como variable dependiente a la concentración de STXeq y como variable independiente las abundancias del dinoflagelado *G. catenatum*.

Con el propósito de definir la presencia de uno o más hábitats diferentes en el área de estudio, explicado por medio de la riqueza de especies, se aplicó el índice de diversidad de Shannon-Weiner, expresado como:

$$H' = -\sum p_i \log_2 p_i$$

Donde:

H' = Índice de diversidad de Shannon-Weiner, considerando la totalidad de diatomeas y dinoflagelados en cada una de las estaciones de estudio.

p_i = Proporción de individuos de la especie i respecto al total de individuos, es decir la abundancia relativa de la especie i , $\frac{n_i}{N}$.

n_i = Número de individuos de la especie i .

N = Número de todos los individuos de todas las especies.

RESULTADOS

Variables ambientales y su relación con la composición de los grupos fitoplanctónicos en la región costera

Durante los monitoreos realizados en el periodo enero-junio del 2011, encontramos que la composición del fitoplancton fue muy diversa y presento gran variación en sus abundancias tanto en espacio como en tiempo a lo largo de la franja costera de estudio.

Durante enero y febrero predominó el grupo de los dinoflagelados, representados principalmente por *Gymnodinium catenatum* (Fig. 2) y *Akashiwo sanguinea* (Hirasaka, 1924; Hansen *et* Moestrup, 2000), los cuales alcanzaron abundancias máximas de 13,800 cél L⁻¹ y 132,000 cél L⁻¹, respectivamente con una variación de temperatura entre los 15.2°C y 17.8°C (Tabla I).

A partir de marzo junto con el aumento en la temperatura superficial (17.6°C) la composición del fitoplancton estuvo dominada por el grupo de las diatomeas, siendo las especies representativas de este grupo *Cylindrotheca closterium*, *Pseudonitzschia* spp., *Thalassiosira* spp. y *Leptocylindrus* spp., las cuales presentaron las mayores abundancias absolutas (Fig. 3). De las 29 muestras superficiales analizadas, las máximas abundancias celulares de la comunidad fitoplanctónica se registraron en marzo y abril, alcanzaron un valor de 210,345 cél L⁻¹ en la estación SF3, donde el promedio de horas de luz durante el día fue de 12 horas, la temperatura varió entre 17.1°C y 19.8°C, y el oxígeno disuelto osciló entre 7.56 mg L⁻¹ y 11.1 mg L⁻¹ (Tabla I).

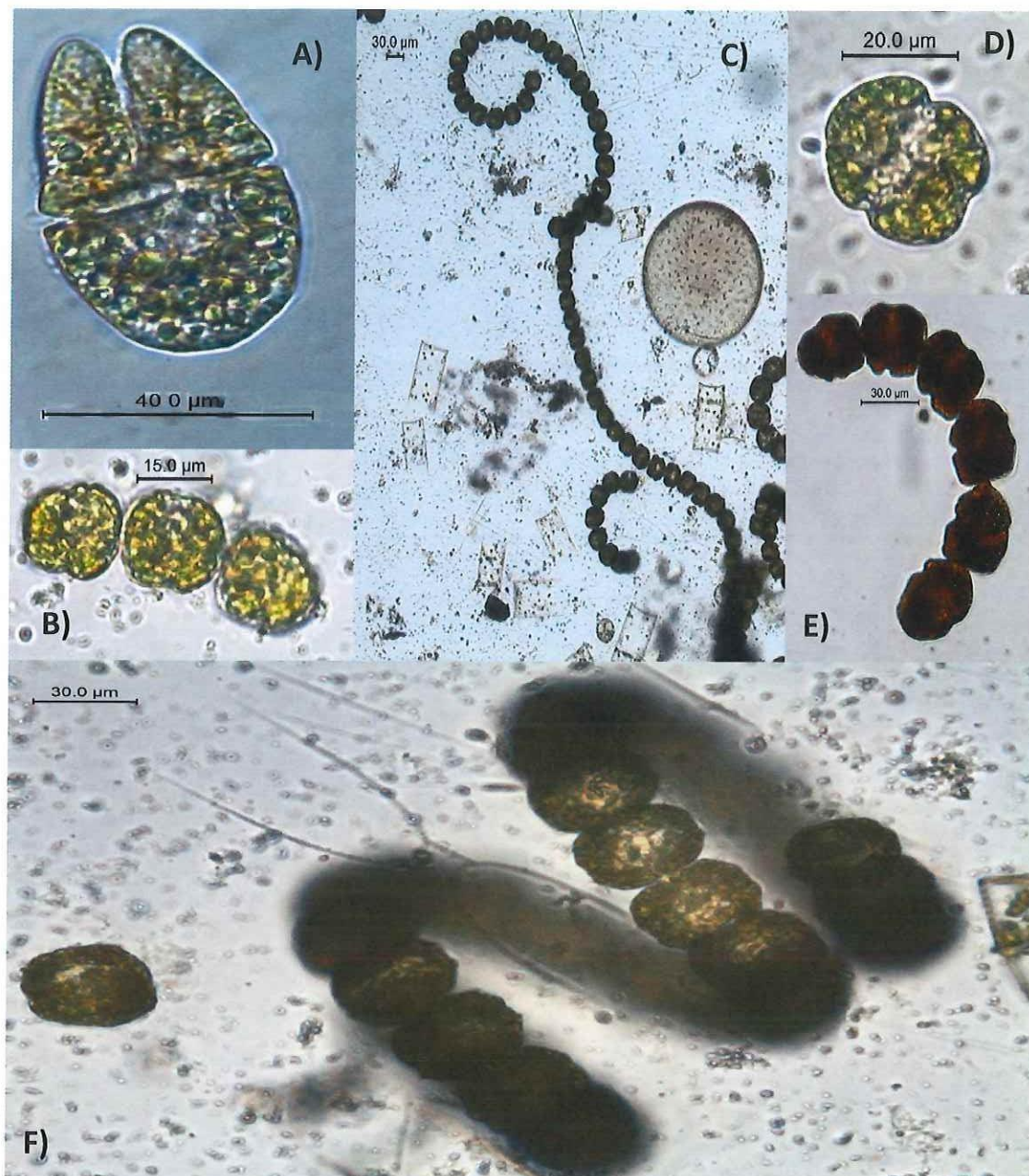


Figura 2.- Dinoflagelados con mayor abundancia durante el periodo de estudio. A) Célula de *A. sanguinea*, escala 40 µm, B) Cadena de tres células de *G. catenatum*, escala 15 µm, C) Cadena de más de 20 células, escala 30 µm, D) *G. catenatum*, escala 20.0 µm. E) Cadena de seis células, escala 30 µm. F) Cadena en espiral de más de 20 células, escala 30 µm. Fotomicrografías tomadas con microscopio invertido.

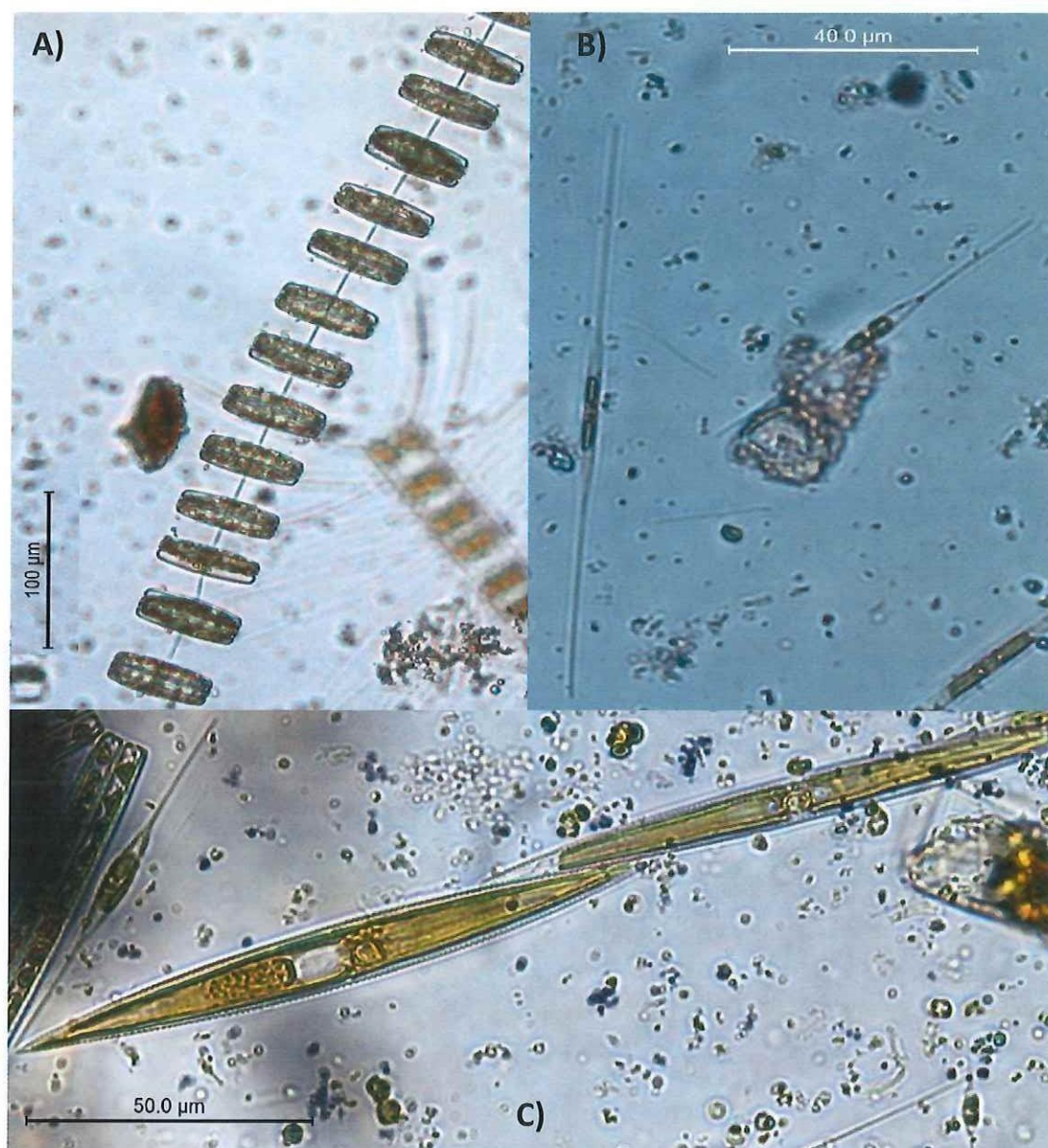


Figura 3.- Diatomeas con mayor abundancia durante el periodo de estudio. A) Cadena de *Thalassiosira* spp., escala 100 µm, B) *Cylindrotheca closterium*, escala 40 µm, C) *Pseudonitzschia* spp., escala 50 µm. Fotomicrografías tomadas con microscopio invertido.

Tabla I.- Variables ambientales registradas en las estaciones SF1 y SF2 de febrero a junio: Temperatura superficial ($^{\circ}\text{C}$), oxígeno disuelto (mg L^{-1}), pH superficial, K_d = coeficiente de atenuación (m^{-1}), horas de luz y velocidad del viento (m s^{-1}).

Muestreo	Temp. SF1	Temp. SF2	O ₂ SF1	O ₂ SF2	pH SF1	pH SF2	K _d SF1	K _d SF2	H luz	Vel. Viento
1-Feb	16.67	16.5	-	7.64	-	8.46	-	0.72	10.61	2.22
14-Feb	15.5	-	-	-	-	-	0.847	-	10.98	2.5
24-Feb	15.2	15.4	14.71	11.32	9.05	8.4	1.108	0.8	11.3	3.88
16-Mar	17.6	19.8	9.59	9.24	8.38	8.3	0.282	0.282	11.98	2.77
27-Mar	17.8	17.1	8.5	11.1	8.37	8.31	0.45	0.533	12.36	-
28-Mar	17.8	17.5	9.12	10.58	8.42	8.3	0.45	0.48	12.36	-
13-Apr	19.3	19.25	8.53	7.56	8.47	8.25	0.847	1.44	12.93	4.72
27-Apr	19.8	19.8	7.67	8.53	8.37	8.47	0.96	1.44	13.24	5.55
12-May	22	21	5.6	5.77	8.42	8.66	0.847	-	13.81	3.33
26-May	21.9	23.3	7.15	7.25	8.5	8.39	1.44	0.472	14.11	5.83
9-Jun	24.9	24.1	7.25	7.24	8.51	8.51	1.44	1.44	14.31	4.16

En la figura 4 se presenta la composición porcentual de las diferentes especies del fitoplancton para la estación SF1, durante febrero se registraron las máximas abundancias de *G. catenatum*, con valores de $3,100 \text{ cél L}^{-1}$ representando el 33% de la comunidad el día primero de febrero, coincidiendo con el registro de mayor temperatura para ese mes, con valor de 16.67°C . Por otra parte, el viento registró la menor intensidad con 2.22 m s^{-1} . En este mismo muestreo, en un punto cercano a la estación, se observó una mancha rojiza sobre la superficie del mar, por lo cual se recolectó una muestra de agua superficial registrándose la máxima abundancia celular para esta especie durante todo el periodo de estudio, con conteos de $13,800 \text{ cél L}^{-1}$.

En esta misma estación SF1, hacia finales de febrero, cuando la temperatura presentó un descenso hasta los 15.2°C y el oxígeno disuelto se incrementó hasta 14.71 mg L^{-1} , se detectó un florecimiento de *A. sanguinea*, el cual se mantuvo durante todo el mes de marzo, las abundancias celulares máximas alcanzaron las $132,000 \text{ cél L}^{-1}$ distribuidas en parches a lo largo de toda la SF1.

En los meses de marzo a junio, las diatomeas representadas por *C. closterium* y *Leptocylindrus* spp. dominaron la composición fitoplanctónica con abundancias de 52,600 cél L⁻¹ que corresponde al 80% de los conteos celulares del 13 de abril, y 36,600 cél L⁻¹ que representan el 42% para el muestreo del primero de junio.

En la estación SF2 al igual que en la SF1, *G. catenatum* se presentó en el mes de febrero con una abundancia máxima de 3,900 cél L⁻¹ representando el 24% de los conteos celulares para el muestreo del primero de febrero (Fig. 5), coincidiendo también este valor con la mayor temperatura registrada en ese mes de 16.5°C y con concentraciones de oxígeno de 7.64 mg L⁻¹. Esta especie de dinoflagelado se registró otra vez a mediados de abril cuando la temperatura se incrementó hasta los 19.25°C y la concentración de oxígeno fue similar a la de febrero de 7.56 mg L⁻¹, pero en esta ocasión las abundancias fueron menores. Sin embargo, a principios de junio nuevamente se registraron las altas abundancias con conteos de 3,100 cél L⁻¹ correspondiente al 12% de abundancia celular total.

Para esta estación, las muestras analizadas el 27 de marzo, cuando la temperatura osciló entre 17.1°C y 17.5°C, y el oxígeno disuelto varió entre 10.58 mg L⁻¹ y 11.1 mg L⁻¹, el florecimiento de *A. sanguinea* también se presentó con abundancias celulares desde 19,800 cél L⁻¹, representando el 37% de la comunidad fitoplanctónica en la parte sur de la estación, hasta 20,200 cél L⁻¹ (39% de la comunidad) en la parte norte.

Durante todo el periodo de estudio en esta estación, la composición del fitoplancton registró un dominio del grupo de las diatomeas sobre el grupo de los dinoflagelados. *C. closterium* vuelve a ser una de las especies representativas de este grupo presentando su mayor abundancia para el muestreo del 16 de marzo con 152,200 cél L⁻¹ (96%). *Pseudonitzschia* spp. representó el 64% y 88% de las abundancias celulares totales para los

muestreos del 13 y 27 de abril, respectivamente, con temperaturas alrededor de los 19°C, mientras que en el muestreo del 9 de junio alcanzó el valor máximo de 324,600 cél L⁻¹, representando el 95% de la comunidad fitoplanctónica, lo cual es una cantidad importante si consideramos que algunas especies de este género están asociadas a la producción de toxinas de tipo amnésico. Esta fue la única estación que presentó altas abundancias de las diatomeas *Thalassionema nitzschoides* y *Rhizosolenia* spp., con 4,400 cél L⁻¹ y 1,200 cél L⁻¹, respectivamente.

Como se mencionó en la sección de métodos, las estaciones SF3 y SF4 no fueron muestreadas continuamente, por ello en la estación SF3 se analizó agua superficial recolectada los días 19 de enero, 28 de febrero, 12 y 25 de marzo, observándose que en el muestreo de enero, *G. catenatum* dominó la comunidad con 2,800 cél L⁻¹ representando el 41% de las abundancias absolutas. El análisis de agua superficial recolectada en una mancha rojiza cerca de la estación registró una abundancia de 6,300 cél L⁻¹ en la misma fecha.

En las muestras de red analizadas en abril no se registró la presencia de *G. catenatum* en la columna de agua, sin embargo en las muestras de junio esta especie nuevamente se detectó, pero en esta ocasión las abundancias relativas representaron únicamente el 9%. En este mes destaca la presencia de *Ceratium furca* que por única ocasión durante todo el estudio presentó una abundancia de 800 cél L⁻¹ representando el 12% de la comunidad (Fig. 6).

SF1 -2011

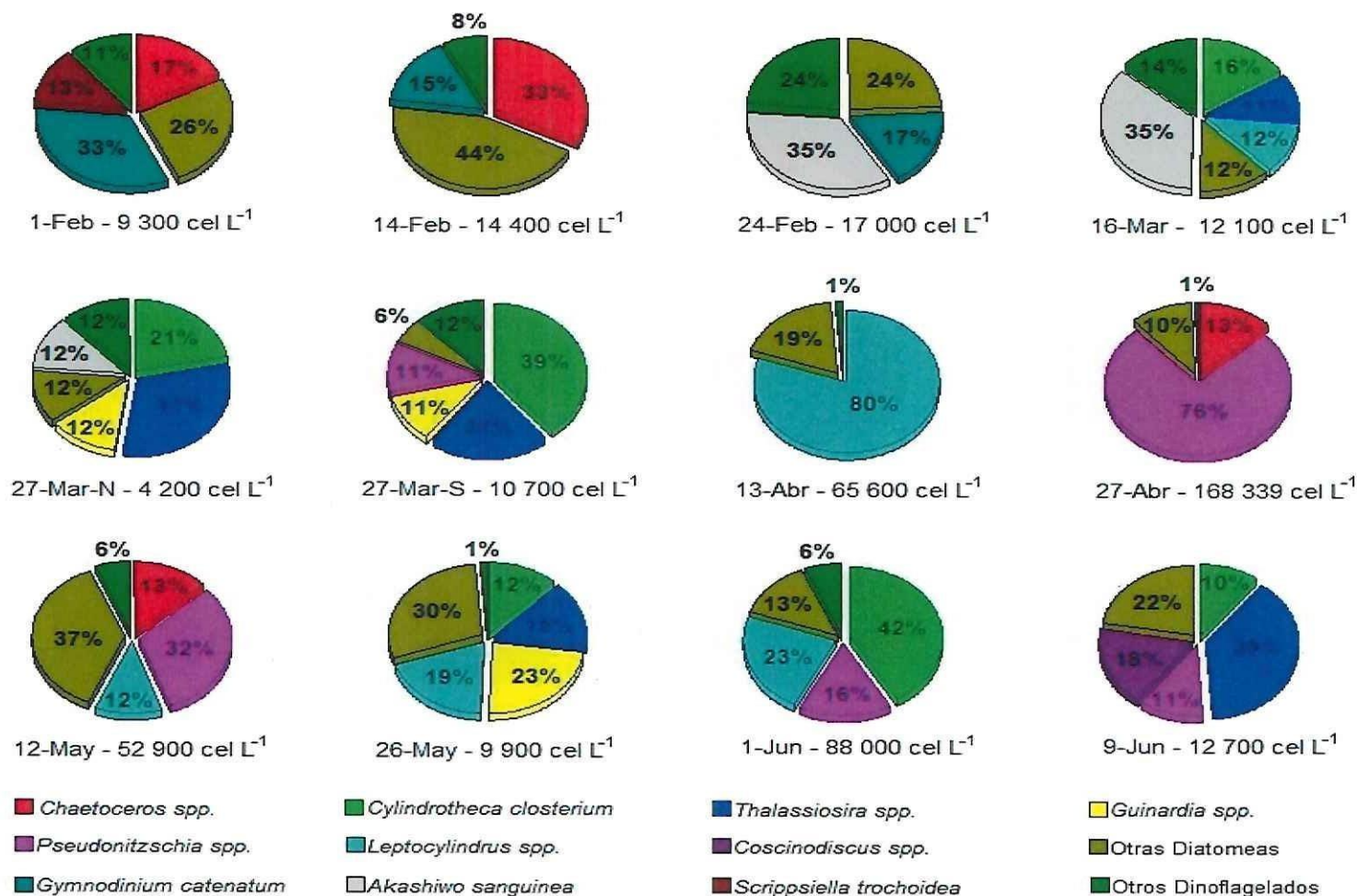


Figura 4.- Abundancias totales y composición porcentual del fitoplancton en muestras de agua superficial con abundancias mayores del 10% para los muestreos realizados de febrero a junio en la estación SF1.

SF2 - 2011

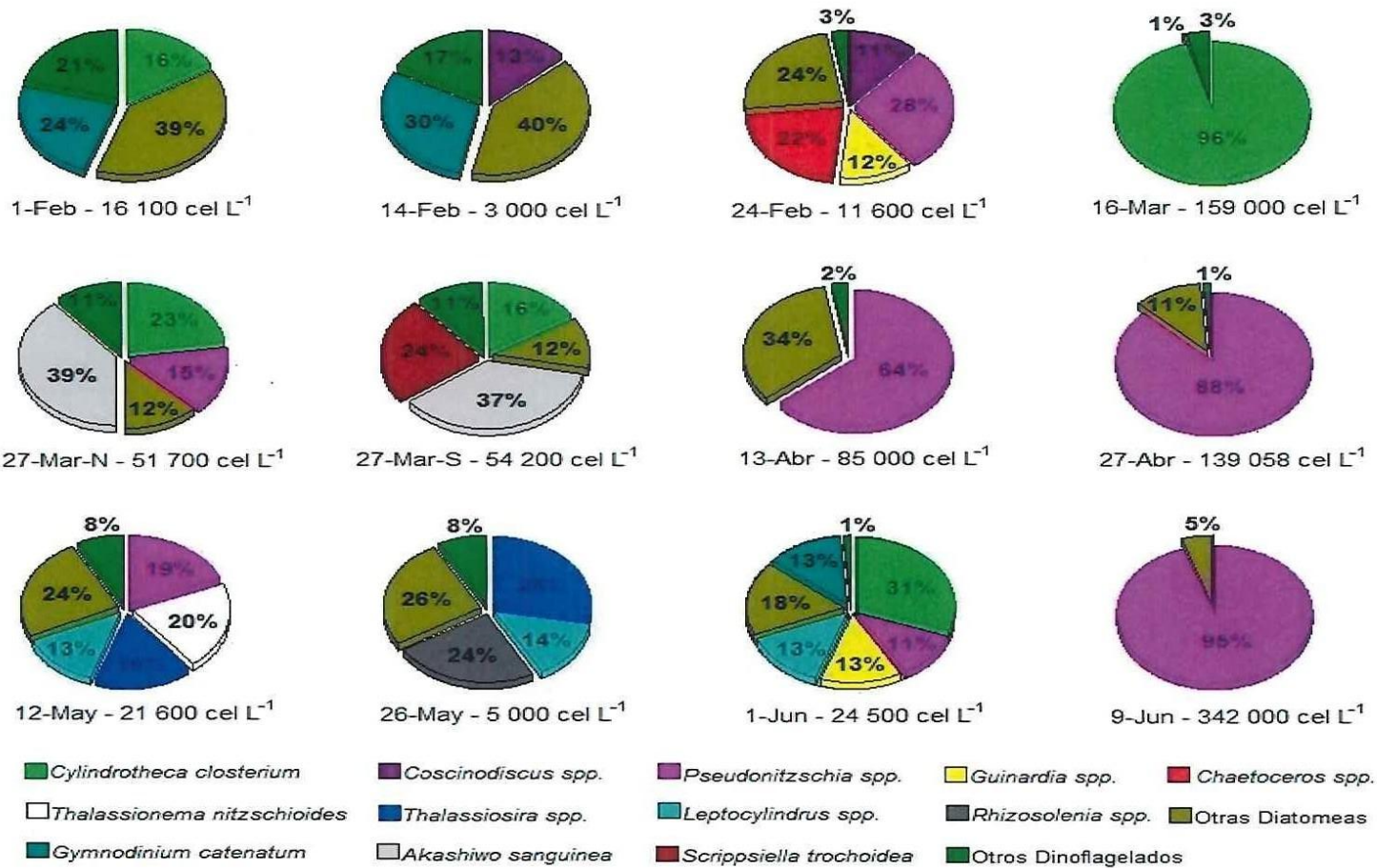


Figura 5.- Abundancias totales y composición porcentual de fitoplancton en muestras de agua superficial con abundancias mayores del 10% para los muestreos realizados de febrero a junio en la estación SF2.

En febrero y marzo, al igual que en las otras dos estaciones, se observó el florecimiento de *A. sanguinea* presentando su mayor abundancia en febrero con 100,508 cél L⁻¹ (91%) disminuyendo a 29,600 cél L⁻¹ (15%) en marzo. En la segunda mitad del mes de marzo las diatomeas incrementaron sus abundancias hasta alcanzar el máximo de 108,464 cél L⁻¹ (52%) para *C. closterium* el día 25 de ese mes (Fig. 6)

Para la estación SF4 se analizó una muestra de agua superficial el día 19 de enero, encontrándose abundancias celulares muy bajas. El grupo dominante fue el de las diatomeas con abundancias máximas de 700 cél L⁻¹ (24%) para *Pseudonitzschia* spp. El grupo de los dinoflagelados registró únicamente a *Scrippsiella trochoidea* y *G. catenatum* con 400 cél L⁻¹ y 200 cél L⁻¹, respectivamente (Fig. 7).

En la figura 8 se presentan las abundancias absolutas de *G. catenatum* para todas las muestras de agua superficial recolectadas en los bancos de almeja ubicados en las cuatro estaciones. Se puede observar que esta especie se presentó en dos periodos, el primero se registró desde el 19 de enero hasta el 24 de febrero de 2011, correspondiendo con los valores de temperatura más bajos registrados en este estudio (Tabla I). La mayor abundancia celular en este primer periodo se registró el primero de febrero en la estación SF2 con 3,900 cél L⁻¹. El 24 de febrero, la presencia de *G. catenatum* sólo se registró en la estación SF1, con abundancias de 2,900 cél L⁻¹, esta fecha coincide con el descenso de la temperatura a 15.2°C y al aumento del oxígeno disuelto a 14.71 mg L⁻¹.

Un resultado importante fue que en dos muestras en las cuales no se registro la presencia de *G. catenatum* en la superficie, las células de esta especie si se detectaron en las muestras de red de esas estaciones. Para el 16 de marzo se encontró una abundancia relativa de 0.86% en la estación SF1, mientras que el 27 de marzo represento el 1.2% en la estación SF2. Esto nos

indica que *G. catenatum* puede distribuirse en la columna de agua entre la subsuperficie y los 10 metros de profundidad, y sin embargo puede pasar desapercibida en la superficie.

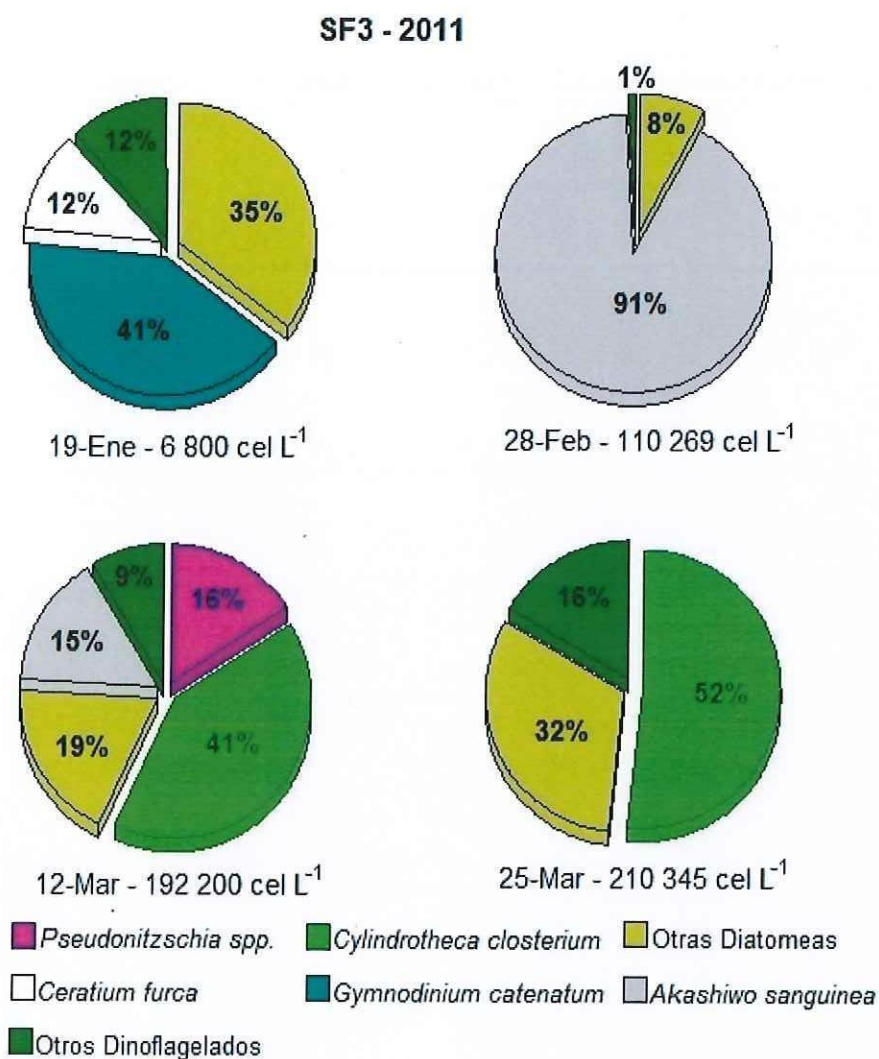


Figura 6.- Abundancias totales y composición porcentual de fitoplancton en muestras de agua superficial con abundancias mayores del 10%, muestreos realizados en la estación SF3.

SF4 - 2011

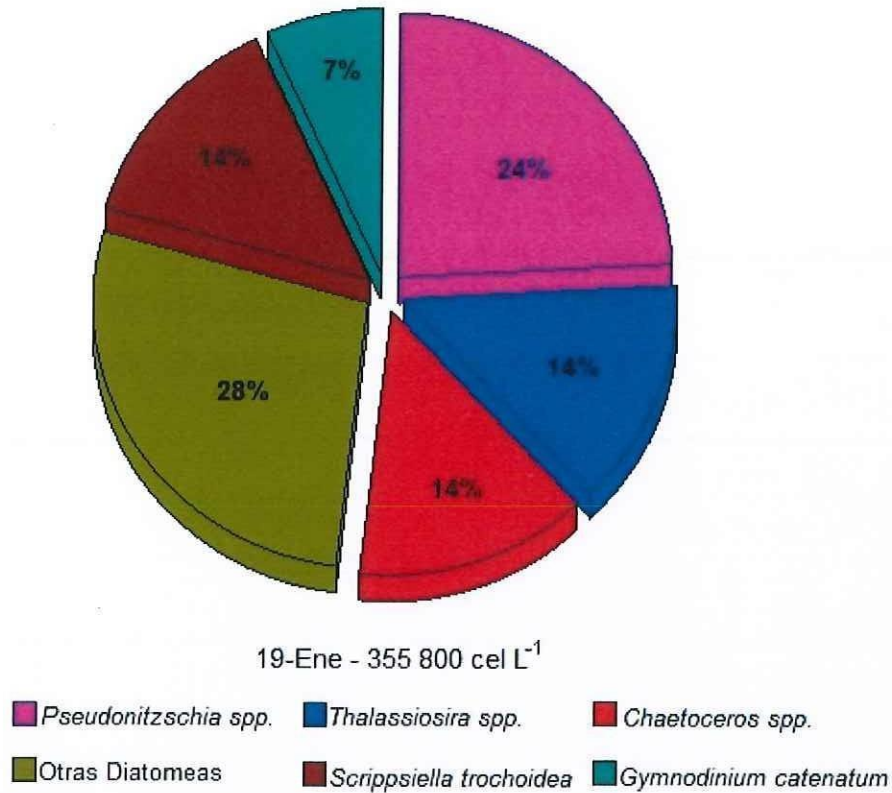


Figura 7.- Abundancia total y composición porcentual de fitoplancton en muestra de agua superficial con abundancias mayores del 10%, estación SF4.

En abril se registró el segundo periodo de florecimiento de *G. catenatum*, con temperaturas alrededor de los 19°C y abundancias de de 2,000 cél L⁻¹, que fueron disminuyendo en los muestreos posteriores, para llegar a una abundancia de 100 cél L⁻¹ en la estación SF2, el 26 de mayo. En junio se registró la mayor abundancia de todo el periodo de estudio en agua superficial de los bancos de almeja con 5,200 cél L⁻¹ en la estación SF1, disminuyendo nuevamente en los siguientes muestreos cuando las temperaturas nuevamente se incrementaron alcanzando valores superiores a 24°C.

En el periodo intermedio de los florecimientos de *G. catenatum* se registró el florecimiento del dinoflagelado *A. sanguinea*, el cual se mantuvo desde finales de febrero y todo el mes de marzo, con abundancias absolutas máximas de 132,00 cél L⁻¹ en las muestras superficiales y abundancias relativas del 91% en muestras de red. Este florecimiento inició cuando la temperatura registró valores de 15.2°C y finalizó cuando esta variable fue mayor a los 17.8°C. El comportamiento de la variación en la concentración de oxígeno fue similar a la temperatura, registrándose las mayores concentraciones de este gas disuelto entre los 8.5 mg L⁻¹ y 14.71 mg L⁻¹.

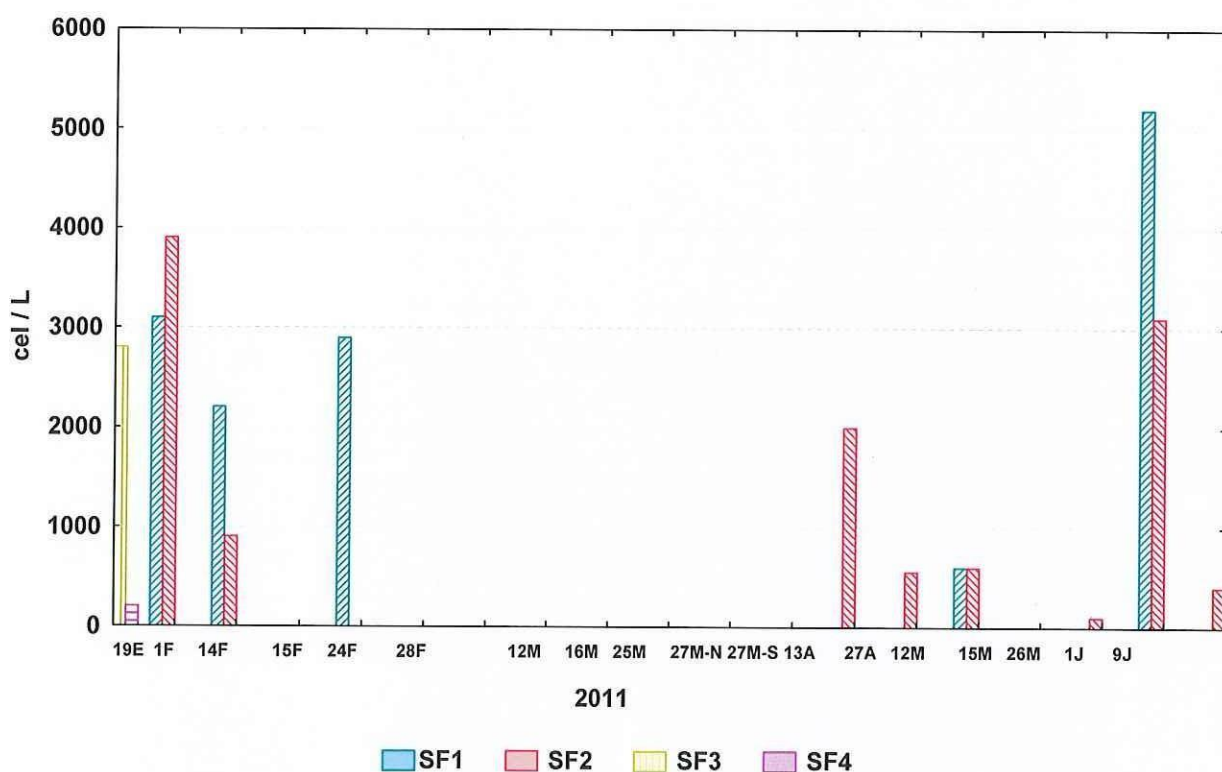


Figura 8.- Abundancia de *G. catenatum* en muestras de agua superficial para las estaciones de muestreo en los bancos de almeja en el periodo enero a junio del 2011.

Concentración y variación de PSTxs en almeja generosa Panopea globosa.

El análisis de cuantificación de PSTxs se realizó de acuerdo con la metodología de la AOAC (1995) y el Programa Mexicano de Sanidad de Moluscos Bivalvos (Delaney, 1989), los bioensayos en ratón se efectuaron con dos tipos de extractos, uno obtenido a partir del músculo del sifón y otro a partir de vísceras de almeja *P. globosa*, recolectadas quincenalmente en los bancos de esta especie ubicados en las cuatro estaciones de estudio.

En este trabajo, las concentraciones de saxitoxina se reportan de acuerdo a la NOM-EM-005-SSA1-2001, que establece como unidades las siguientes: $\mu\text{g STXeq} \cdot 100 \text{ g}^{-1}$ de carne de molusco. Sin embargo, en febrero de 2011 en el diario oficial de la federación se publicó la NOM-242-SSA1-2009, dicha norma entro en vigor a partir de mayo de 2011 y en ella, la autoridad sanitaria de nuestro país ha modificado las unidades en el afán de homologarlas con la norma de la Unión Europea, debiendo expresarse en $\mu\text{g STXeq} \cdot \text{kg}^{-1}$ de carne. Sin embargo, esta nueva norma presenta confusión ya que en su apartado B.3.6.1. se indica que los resultados del calculo obtenidos por bioensayo en ratón deberán expresarse en $\mu\text{g saxitoxina}/100\text{g}$ carne de molusco.

Los ratones se mantuvieron en observación durante 60 minutos después de la inyección. Como resultados positivos fueron considerados aquéllos en los cuales los signos de intoxicación como parálisis de extremidades, dificultad para respirar y saltos erráticos eran evidentes previo a la muerte en un tiempo que varió de cinco a siete minutos. En general, estos signos se presentaron en los ratones inyectados intraperitonealmente con extractos de víscera de almejas recolectadas en los dos periodos del florecimiento de *G. catenatum*, lo cual nos sugiere que la presencia de este dinoflagelado está asociada a la producción de toxina del tipo paralizante (PSTxs).

Por otro lado, los ratones inyectados con extractos obtenidos a partir del sifón de almejas presentaron síntomas leves, como: respiración agitada y pérdida de movilidad temporal, estos cambios se reducían o desaparecían en el curso de la hora de observación y en ningún caso se observó la muerte del ratón. Por lo anterior, en esta sección se presentan únicamente los resultados de concentración de PSTxs obtenidos con los extractos de vísceras de almeja.

En el muestreo del primero de febrero durante el primer periodo del florecimiento de *G. catenatum* en la estación SF1, se detectó la mayor abundancia de este dinoflagelado con $3,100 \text{ cél L}^{-1}$, pero los resultados de los bioensayos indican que la presencia de PSTxs en la almeja fue negativa con valores $< 31.5 \mu\text{g STXeq} * 100 \text{ g}^{-1}$. Sin embargo, en los siguientes muestreos aunque las abundancias celulares disminuyeron en las muestras superficiales a $2,200 \text{ cél L}^{-1}$, las concentraciones de PSTxs aumentaron a $84.92 \mu\text{g STXeq} * 100 \text{ g}^{-1}$, sobrepasando el límite máximo permisible para consumo humano que de acuerdo con la Norma Oficial Mexicana es de $80 \mu\text{g STXeq} * 100 \text{ g}^{-1}$.

Durante el florecimiento de *A. sanguínea* en febrero y marzo los bioensayos resultaron negativos indicando que no hubo presencia de PSTxs. En mayo las abundancias de *G. catenatum* en esta estación fueron de 600 cél L^{-1} , pero tampoco se detectó este tipo de toxinas. En los muestreos posteriores la concentración de toxinas aumentó, registrándose el máximo para esta estación el primero de junio con $94.93 \mu\text{g STXeq} * 100 \text{ g}^{-1}$, aunque en esa fecha no se encontraron células de *G. catenatum* en superficie y columna de agua (Fig. 9). Este comportamiento sugiere que durante los días previos al muestreo del primero de junio probablemente se registró algún evento que haya promovido el desarrollo de un florecimiento de *G. catenatum*, pero que decayó rápidamente de forma que no pudo detectarse por la temporalidad de nuestros muestreos.

La estación SF2 presentó un comportamiento similar a la estación SF1. En el primer muestreo se registró la máxima abundancia de los dos periodos de florecimiento de *G. catenatum* con 3,900 cél L⁻¹, pero no se detectó la presencia de PSTxs. En esta estación, el 24 de febrero, justo al final del primer periodo de florecimiento y en ausencia de células de *G. catenatum* en la superficie, se registró por primera vez la presencia de estas toxinas con una concentración de 48.4 µg STXeq * 100 g⁻¹. Después de este muestreo, al igual que en la estación SF1, se presentó un periodo de reposo en el cual las abundancias celulares de *G. catenatum* fueron nulas en la superficie, y aunque el 27 de marzo se detectó esta especie en las muestras de red con una abundancia relativa de 1.2%, por medio del bioensayo en ratón, no fueron detectadas las PSTxs.

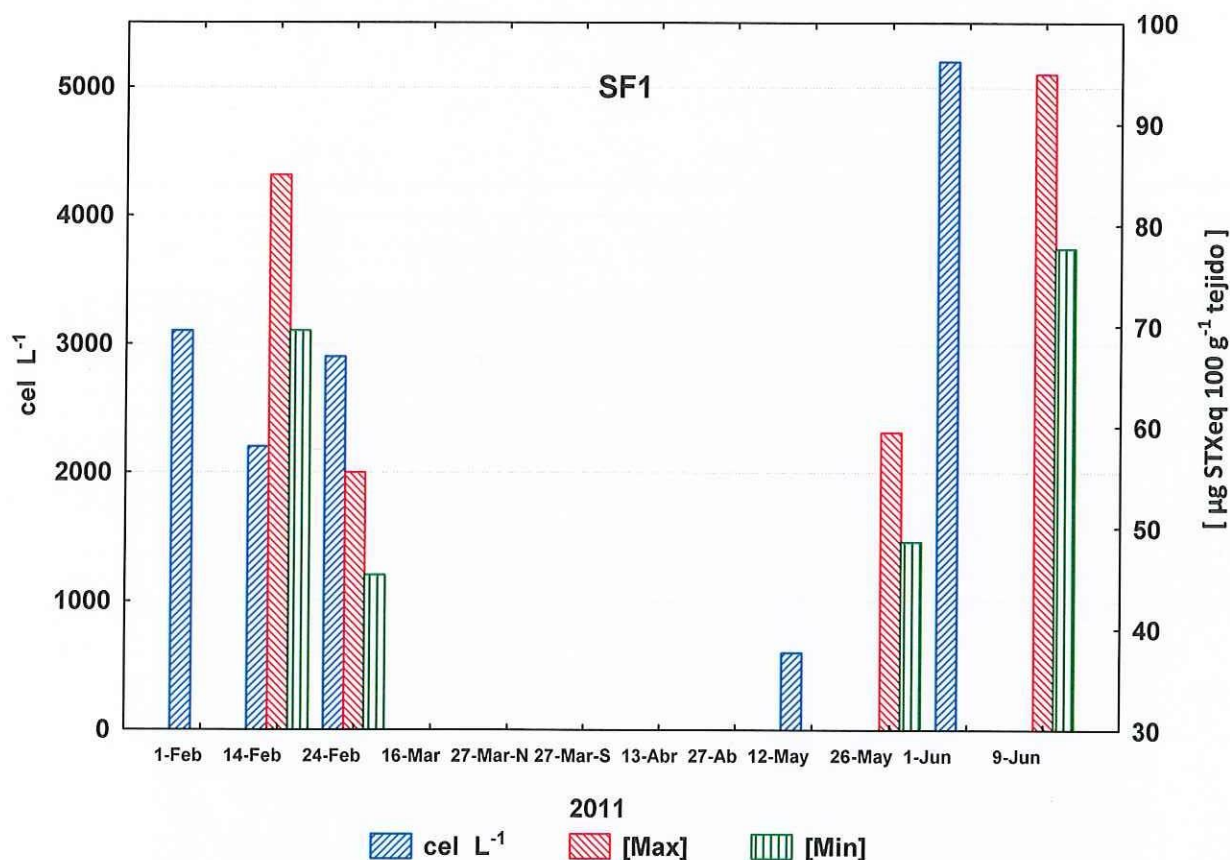


Figura 9.- Concentraciones máxima y mínima de equivalentes de saxitoxina (µg STXeq * 100 g⁻¹) y abundancia de *G. catenatum* (cél L⁻¹) en la estación SF1 para el periodo de estudio.

En abril nuevamente se registró la presencia de *G. catenatum* pero los bioensayos en ratón no indicaron la presencia de toxinas, éstas fueron detectadas hasta el 26 de mayo cuando la abundancia de *G. catenatum* disminuyó a 100 cél L⁻¹, obteniendo en los primeros bioensayos una concentración de 56.32 µg STXeq * 100 g⁻¹, en los muestreos posteriores las concentraciones de toxina aumentaron alcanzando un máximo para este periodo de 66.88 µg STXeq * 100 g⁻¹, mientras que las abundancias celulares de *G. catenatum*, fueron disminuyendo hasta no ser detectadas. La estación SF2 fue la única que no sobrepasó el límite permisible a lo largo de todo el monitoreo (Fig. 10).

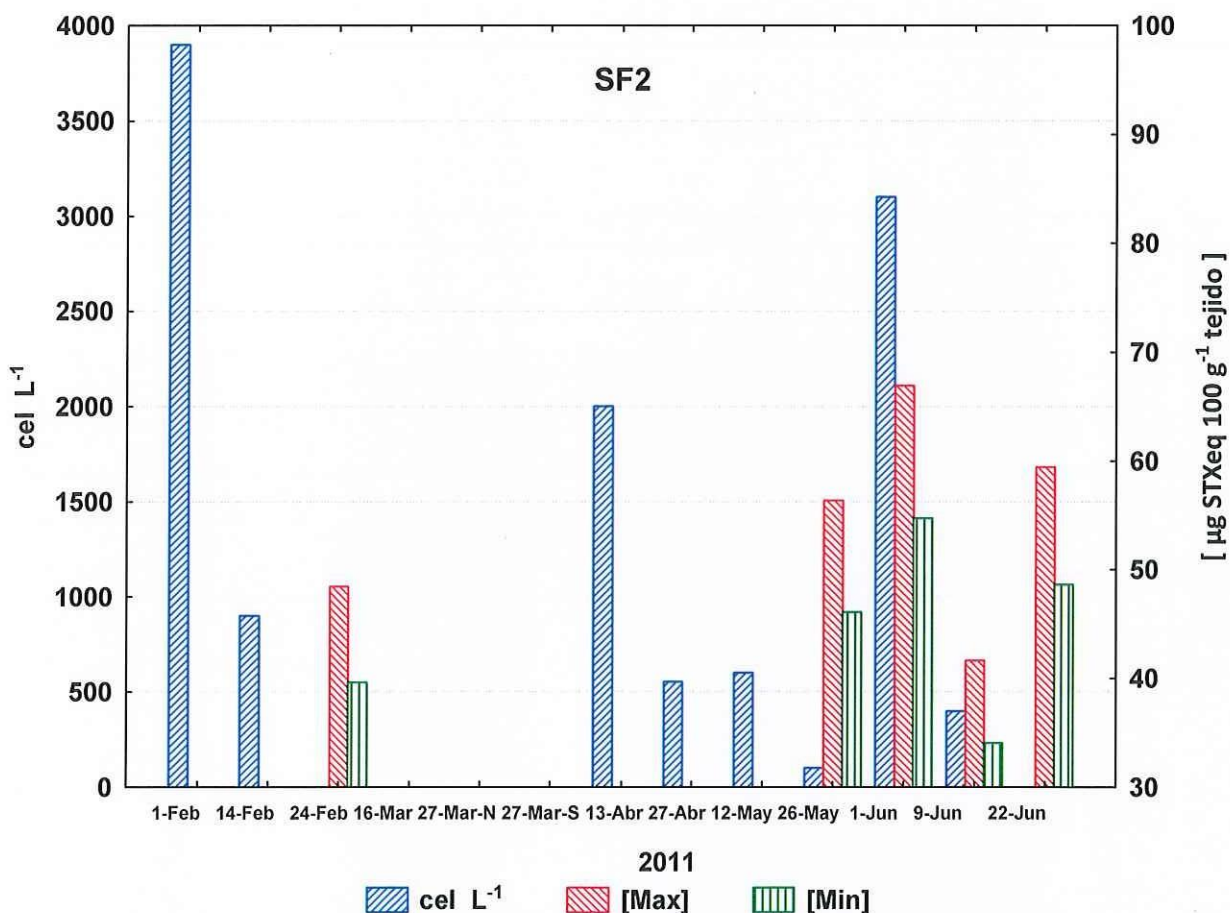


Figura 10.- Concentraciones máxima y mínima de equivalentes de saxitoxina (µg STXeq * 100 g⁻¹) y abundancia de *G. catenatum* en la estación SF2 para el periodo de estudio.

En la estación SF3, se analizaron 7 extractos de almeja, los resultados indican que esta fue una de las estaciones en la que se detectaron los niveles más altos de STXeq en todo el estudio, presentando una concentración de $142.56 \mu\text{g STXeq} \cdot 100 \text{ g}^{-1}$ el 11 de enero, sin embargo, para esa fecha no se contó con muestra de agua para realizar el conteo celular de *G. catenatum*. En el muestreo del 19 de enero la concentración de toxina disminuyó a $65.56 \mu\text{g STXeq} \cdot 100 \text{ g}^{-1}$, en esta ocasión la abundancia celular fue de $2,800 \text{ cél L}^{-1}$. En los muestreos posteriores las concentraciones de PSTxs no fueron detectadas, sin embargo, es posible que su presencia esté por debajo de los niveles de detección del método (Fig. 11).

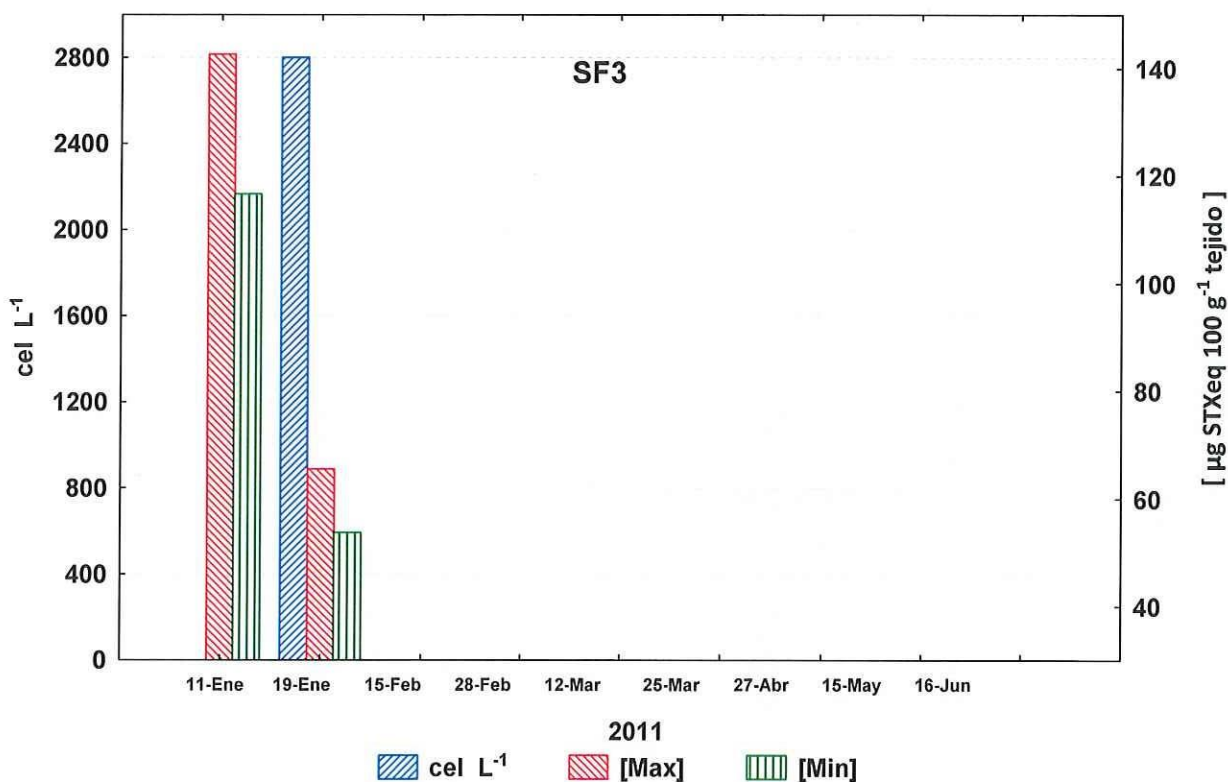


Figura 11.- Concentraciones máxima y mínima de equivalentes de saxitoxina ($\mu\text{g STXeq} \cdot 100 \text{ g}^{-1}$) y abundancia de *G. catenatum* (cél L^{-1}) en la estación SF3 para el periodo de estudio.

Para la estación SF4, se realizaron tres muestras de extractos de almeja, de los cuales en el bioensayo del 19 de enero se detectó la máxima concentración de todo el estudio con un valor de $453.2 \mu\text{g STXeq} \cdot 100 \text{ g}^{-1}$, el cual supera casi seis veces el límite permisible por la Norma Oficial Mexicana. Para esa fecha, se registró una abundancia de 200 cél L^{-1} de *G. catenatum*. En el muestreo del 11 de marzo, la concentración de PSTxs disminuyó a $56.32 \mu\text{g STXeq} \cdot 100 \text{ g}^{-1}$, quedando por debajo del límite permisible, mientras que en el muestreo del 27 de marzo estas toxinas ya no fueron detectadas (Fig. 12).

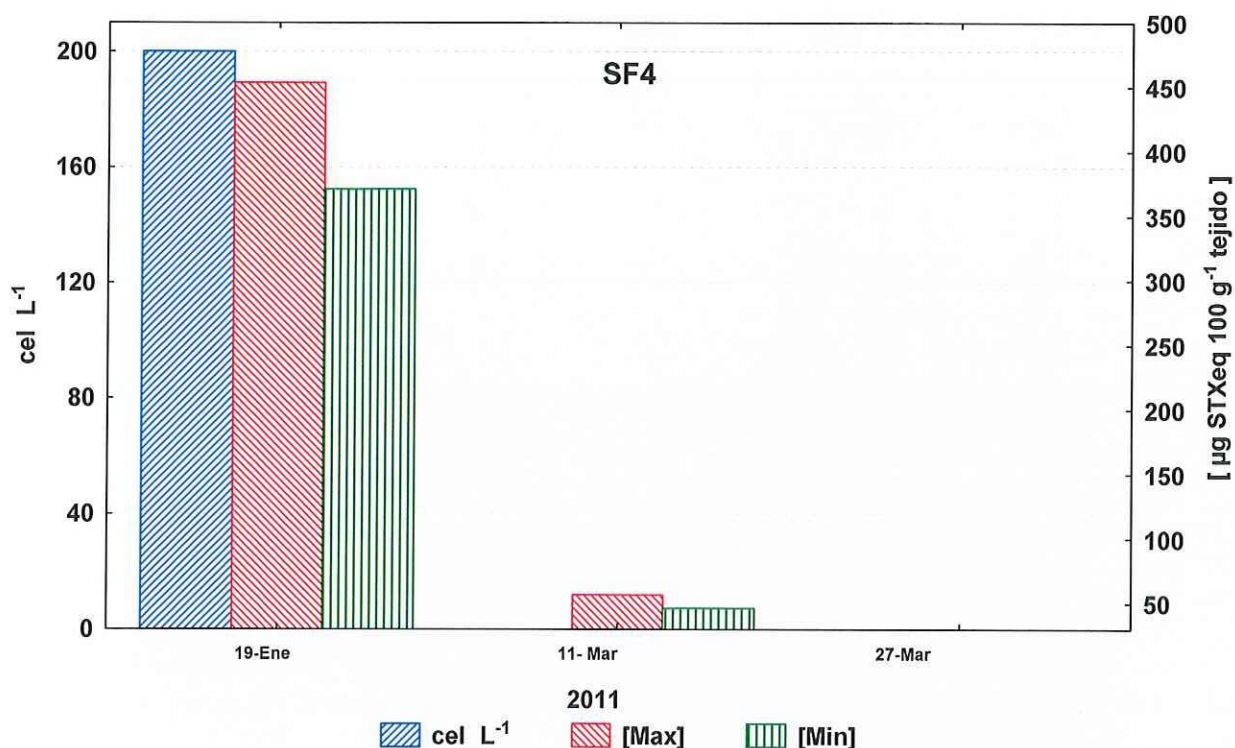


Figura 12.- Concentraciones máxima y mínima de equivalentes de saxitoxina ($\mu\text{g STXeq} \cdot 100 \text{ g}^{-1}$) y abundancia de *G. catenatum* (cél L^{-1}) en la estación SF4 para el periodo de estudio.

En la figura 13 se presenta la comparación de la concentración de STXeq a lo largo de todo el periodo de estudio en todas las estaciones. Se observa claramente como en el mes de enero las estaciones SF3 y SF4 presentaron los niveles más altos de PSTxs, correspondiendo a la estación SF4 la mayor concentración con un valor de $453.2 \mu\text{g STXeq} * 100 \text{ g}^{-1}$.

En la figura 14 se presenta la misma comparación entre estaciones, con excepción de la SF4, para dar una mejor perspectiva entre ellas, en esta se puede apreciar que las estaciones que sobrepasan el límite permisible son la SF1 en dos ocasiones los días 14 de febrero y 9 de junio, y la SF3 el 11 de enero. También se pueden observar los dos periodos en los cuales se detectaron las PSTxs en esta región, enero-febrero y mayo-junio.

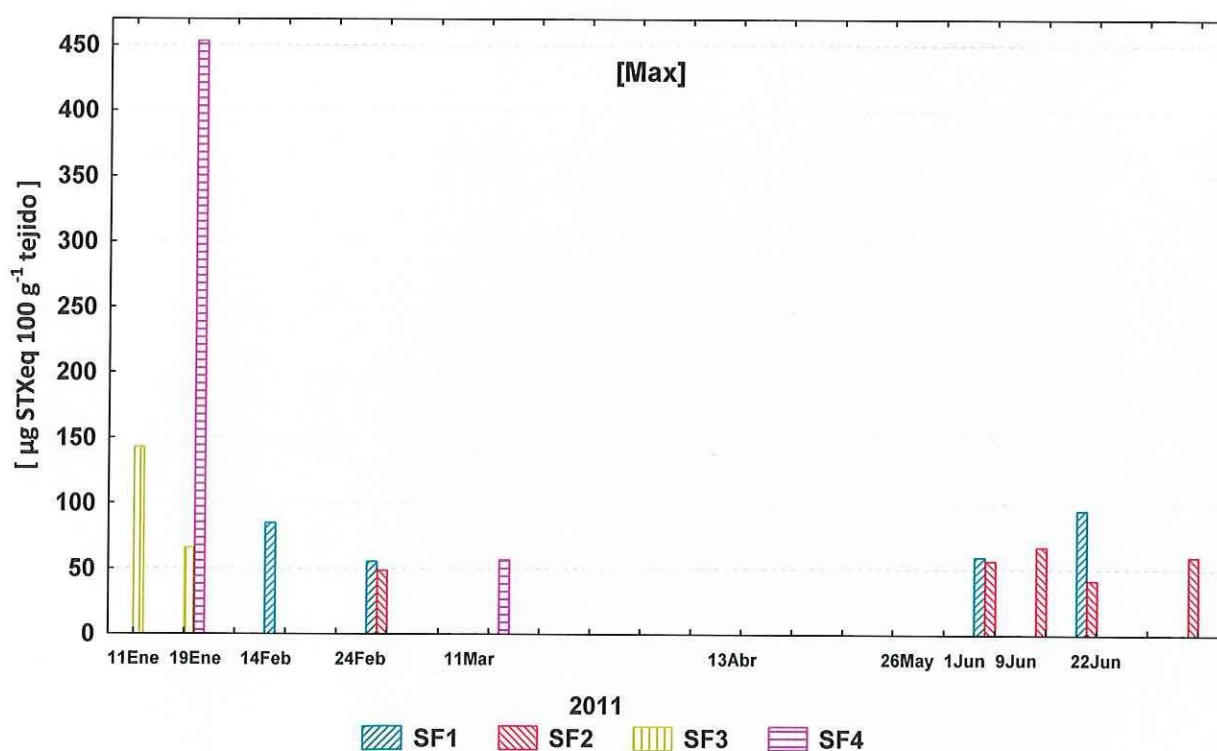


Figura 13.- Concentración máxima calculada de equivalentes de saxitoxina ($\mu\text{g STXeq} * 100 \text{ g}^{-1}$) para las cuatro estaciones durante el periodo de muestreo.

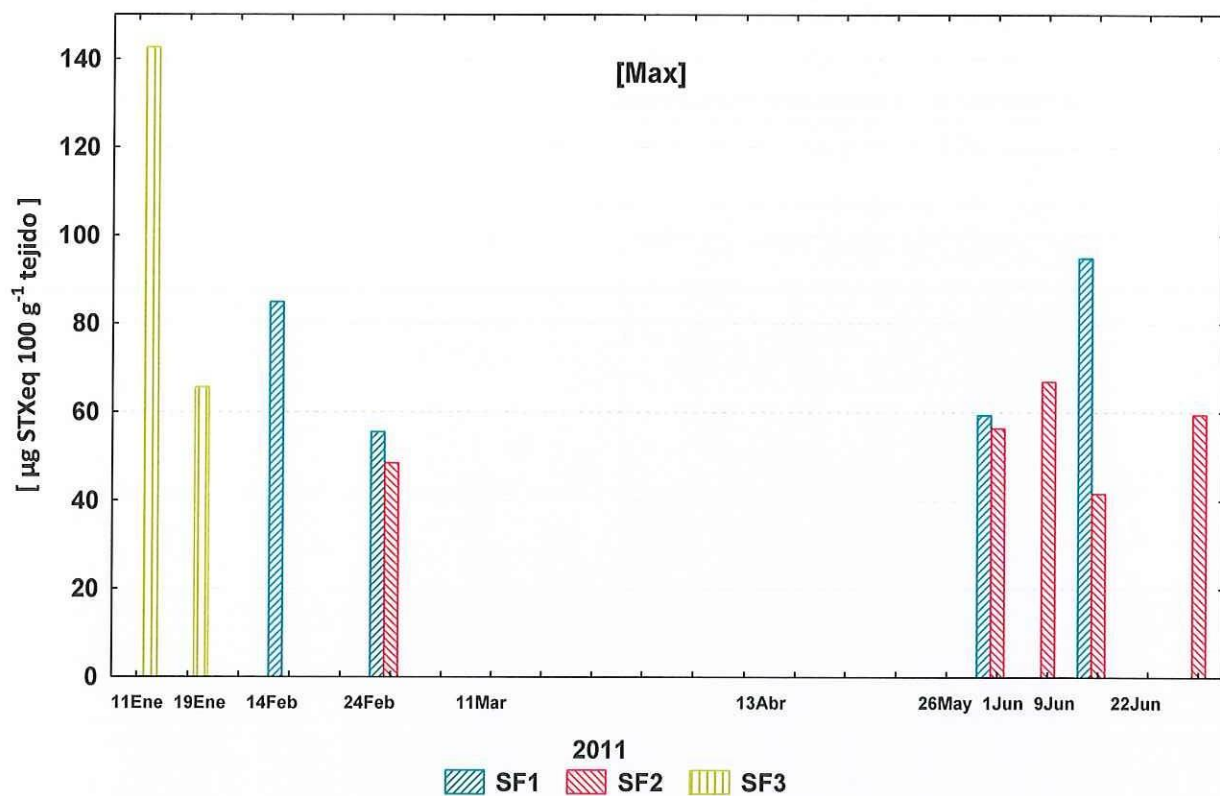


Figura 14.- Concentración máxima calculada de equivalentes de saxitoxina ($\mu\text{g STXeq} \times 100 \text{ g}^{-1}$) para las estaciones SF1, SF2 y SF3 durante el periodo de muestreo.

Análisis estadístico

En la tabla II, se presentan los resultados del análisis de regresión múltiple, en donde se puede apreciar que las variables ambientales que aportan al modelo de regresión, son el oxígeno disuelto (O_2), el potencial de Hidrógeno (pH) y las horas de luz durante el día (HL), las cuales en conjunto explican el 86 % de la variabilidad de las abundancias celulares de *G. catenatum* con valores de $r = 0.86281648$, y $r^2 = 0.74445227$ ($\alpha = 0.05$, $p < 0.01$).

Tabla II. Valores de beta significativos (β) para las variables ambientales que explican el 86% de la variabilidad de las abundancias de *G. catenatum* ($r = 0.86281648$, $r^2 = 0.74445227$, $\alpha = 0.05$, $p = 0.001376$, $n = 16$).

	R	r^2	β
O_2	0.86281648	0.74445227	-0.80
pH			0.722
HL			-0.97

Al realizar el análisis de regresión lineal para determinar si la concentración de toxinas paralizantes dependen de las abundancias de *G. catenatum*, se encontró que no existe una relación entre ellas.

En la tabla III se presentan los índices de diversidad de Shannon-Weiner calculados para las cuatro estaciones y para toda el área de estudio. Debe notarse que los valores comparables corresponden a las estaciones de la zona norte (SF1 y SF2), para las cuales se obtuvieron muestras en la misma fecha. Por otro lado, para las estaciones de la zona sur (SF3 y SF4) solo se corresponden en una fecha, por lo cual no podemos considerar que los índices obtenidos tengan una representación temporal de la diversidad de especies. Sin embargo, al contrastar las especies identificadas en las regiones norte y sur,

encontramos que todas las especies de diatomeas y dinoflagelados están representadas en ambas regiones. La similitud de los índices de Shannon-Weiner en las cuatro estaciones nos sugiere que la diversidad espacial puede considerarse como una gran población en la región de estudio.

Tabla III.- Índices de diversidad de Shannon-Weiner para las cuatro estaciones (SF1, SF2, SF3 y SF4) y para toda el área de estudio (SFP).

Estación	SF1	SF2	SF3	SF4	SFP
<i>H'</i>	2.984	2.238	2.896	2.982	2.912

DISCUSIÓN

Este trabajo es el primer estudio sobre la variación espacio temporal de la composición del fitoplancton en la región costera de San Felipe-Puertecitos, por lo cual no existen antecedentes con los cuales podamos contrastar la composición por especies, que de acuerdo con el índice de diversidad de Shannon-Weiner se caracteriza por tener una estructura de la comunidad homogénea.

En las muestras superficiales se identificaron 22 especies de dinoflagelados y 25 especies de diatomeas en muestras de agua superficial. Estas últimas dominaron la comunidad con las mayores abundancias en la mayor parte de los muestreos. Específicamente, cuando la temperatura descendió a valores cercanos a 15°C se observó que se favoreció el florecimiento de diatomeas, el cual se mantuvo por pocos días y posteriormente podría continuar un florecimiento de dinoflagelados.

En el tiempo que duro este estudio, se encontró que en dos periodos el dinoflagelado *G. catenatum* alcanzó abundancias del orden de 5,200 cél L⁻¹ a 13,800 cél L⁻¹, lo cual se asocia a la producción de toxinas de tipo paralizante (PSTxs) detectadas en las vísceras de la almeja *P. globosa*. Estos periodos comprenden del 11 enero al 24 febrero para el primero y del 13 abril al 9 junio para el segundo. En el periodo intermedio se registró un florecimiento de *A. sanguinea* con abundancias máximas de 132,000 cél L⁻¹, periodo durante el cual no se detectó la presencia de PSTxs.

La presencia de *G. catenatum* en esta región no se había reportado con anterioridad, por lo cual podemos plantear dos posibles explicaciones para su presencia en nuestra área de estudio: la primera es que siempre ha estado presente, pero la falta de estudios no la había caracterizado, y la segunda posibilidad es que esta especie se encuentra en un periodo de expansión de

hábitat en el Golfo de California, ya que de acuerdo con el trabajo de Flores-Trujillo *et al.* (2009), las abundancias de esta especie parecen estar controladas por la temperatura superficial del mar, que a su vez está regulada por los eventos del NIÑO y de la NIÑA.

Independientemente de cuál sea la razón de estos florecimientos en el área, y con el propósito de aproximarnos a explicar las condiciones ambientales que favorecen su desarrollo, se realizó un análisis de regresión múltiple entre algunas variables ambientales (temperatura superficial, oxígeno disuelto, potencial de Hidrógeno, coeficiente de atenuación vertical de la luz difusa, velocidad del viento y horas de luz durante el día) y las abundancias celulares para buscar la posible asociación entre ellas. Los resultados nos indican que los principales factores del ambiente que contribuyen son el oxígeno disuelto, el potencial de hidrógeno y las horas de luz durante el día, los cuales en conjunto explican el 86% de la variabilidad en las abundancias ($\alpha = 0.05$, $p < 0.01$, $n=29$).

Estos resultados pueden contrastarse con los reportes que en los últimos años han descrito los florecimientos de *G. catenatum* en la Bahías de Acapulco (Licea *et al.*, 1999; Cabrera-Mancilla *et al.*, 2000; Gárate-Lizárraga *et al.*, 2008), Bahía Concepción (Gárate-Lizárraga *et al.*, 2004), Bahía Manzanillo (Morales-Blake *et al.*, 2000; Zepeda-Esquivel y Meave del Castillo, 2007) y Bahía de La Paz (Gárate-Lizárraga *et al.*, 2009), todos estos reportes se han asociado a intoxicaciones y en algunos casos se han reportado decesos como en la Bahía de Mazatlán (Mee *et al.*, 1986) y las costas de Oaxaca (Saldate-Castañeda *et al.*, 1991).

Los estudios antes mencionados han reportado que la presencia de *G. catenatum* se asocia a diversos factores fisiológicos y ambientales como su alta tolerancia a la salinidad y temperatura (Band-Schmidt *et al.*, 2004), la habilidad para producir quistes de reposo (Amorin y Dale, 2006) y diferentes regímenes de nutrientes (Smayda, 1997).

Los resultados de este trabajo sugieren que en el área de San Felipe-Puertecitos, el dinoflagelado *G. catenatum* es la única especie asociada con la producción de PSTxs en la almeja generosa (*Panopea globosa*), ya que este tipo de toxinas se detectaron en las vísceras de estos moluscos en los periodos posteriores a la presencia de este dinoflagelado, dichos periodos correspondieron a los meses de enero, febrero y junio del 2011. Los muestreos posteriores en julio y agosto mostraron que este dinoflagelado ya no estaba presente en la zona y no se detectó PSTxs en el molusco.

En este trabajo solo se realizaron pruebas para la detección de toxinas paralíticas, sin embargo es probable que también existan las de tipo amnésico ya que se registraron abundancias importantes de especies del género *Pseudonitzschia*, presentándose en todas las estaciones y con una abundancia máxima 324,600 cél L⁻¹.

Los bancos de extracción de almeja generosa tienen una ubicación costera, donde los organismos se distribuyen a profundidades que van de los 11 a 32 m, por lo tanto la presencia periódica de altas biomásas de especies de fitoplancton tóxico en esta zona puede ser inducida como menciona Lassus *et al.*, (1993), por procesos de acumulación favorecidos por los vientos.

Lo anterior puede reforzarse con los resultados de este trabajo, ya que las altas abundancias de *G. catenatum* fueron registradas en los periodos posteriores a las máximas intensidades de viento las cuales variaron entre 4.72 m seg⁻¹ y 6.38 m seg⁻¹. Esto nos sugiere que los vientos de tal magnitud pueden promover la advección vertical de agua fría de fondo y posterior al relajamiento de las intensidades de los vientos se presentan condiciones adecuadas para el desarrollo masivo de *G. catenatum*.

En un estudio realizado en el 2003 para la Bahía de Mazatlán (Acevedo-Medina, 2005), se encontró que las abundancias máximas de *G. catenatum* se

registraron en marzo y diciembre de ese año, con temperaturas de 23°C y 24°C respectivamente. Esta autora también reportó que en las muestras analizadas de 0, 10 y 20 m de profundidad no se presentaron diferencias significativas, mientras que a los 30 m de profundidad se observó la menor abundancia. Por lo cual es importante que en los diferentes estudios se precise la ubicación de estas especies en la columna de agua.

En los estudios realizados por Band-Schmidt *et al.* (2010), se reporta que en la Bahía de Mazatlán *G. catenatum* es más abundante en los meses de marzo y abril con temperaturas superficiales entre los 18.0 y 25.0°C. Estos resultados son similares con los encontrados en nuestra área de estudio para los meses de abril y junio cuando las temperaturas registradas fueron alrededor de 19.25°C y 25.0°C respectivamente, con abundancias máximas de *G. catenatum*. Sin embargo no coinciden con el mes de febrero, cuando durante el primer florecimiento de *G. catenatum* registrado en nuestro estudio, los valores de temperatura oscilaron entre los 15.2°C y 16.67°C.

Este comportamiento sugiere la posibilidad de que en el Golfo de California se pueden encontrar diferentes cepas de esta especie, las cuales se han adaptado a las condiciones locales de cada región. Sería importante realizar un estudio para analizar la diversidad genética y fisiológica entre cepas aisladas de diferentes regiones geográficas.

En este estudio se encontró que cuando la temperatura fue menor o cercanas a 15°C no se detectó la presencia de *G. catenatum* y tampoco se encontraron niveles detectables de PSTxs en el área de SFP, Por el contrario, cuando la temperatura aumentó, se registraron valores detectables de toxina paralizante. Este patrón de comportamiento es opuesto a lo descrito por Morquecho-Escamilla (1996), quien reportó que el incremento de temperatura coincide con la ausencia de toxinas (PSTxs) en la almeja catarina (*Argopecten circularis*) de Bahía Concepción, B.C.S. Estas diferencias pueden estar

relacionadas a las tasas de depuración que presentan diferentes especies de moluscos (Oshima *et al.*, 1982 y Shumway, 1990).

Se ha reportado (Kat, 1983), que puede existir una relación directa entre la acumulación de toxinas y la temperatura. Por ejemplo, con 30 cél L⁻¹ de *Dinophysis* spp. a 10°C se presenta mayor toxicidad que con 200 cél L⁻¹ a 20°C, lo cual concuerda con lo encontrado en este estudio. En enero la abundancia de *G. catenatum* fue de 200 cél L⁻¹ a ≈16°C, asociado a la concentración de PSTxs más elevada de 453.2 µg STXeq * 100 g⁻¹, mientras que en junio a 22°C se registro una abundancia de 3,100 cél L⁻¹ y una concentración de 66.88 µg STXeq * 100 g⁻¹, lo que sugiere que la temperatura podría estar modificando la actividad tóxica. Sin embargo, hay que considerar que se evaluó la abundancia de muestras de superficie y probablemente pudo existir una mayor abundancia de este dinoflagelado a una profundidad mayor.

De acuerdo con nuestros resultados, las mayores abundancias de *G. catenatum* no corresponden con las altas concentraciones de PSTxs en extractos de vísceras de almeja generosa, lo cual coincide con lo reportado en estudios realizados en las bahías de Mazatlán, Sin., y La Paz, B.C.S., donde se ha detectado que con una abundancia de 15,000 cél L⁻¹ la toxicidad en moluscos bivalvos puede estar por debajo del límite permisible (Cortés-Altamirano y Alonso-Rodríguez, 1997; Alonso-Rodríguez y Páez-Osuna, 2003; Gárate-Lizárraga *et al.*, 2004a). Parece ser que la acumulación de toxina por la almeja *Panopea globosa* es alta aún en abundancias bajas de *G. catenatum*. Se ha reportado que unos cientos de células por litro son suficientes para que los moluscos adquieran niveles de toxinas que sobrepasen los límites establecidos para el consumo humano (Sar *et al.*, 2002). Otra posibilidad es que las toxinas que se acumularon en la almeja provengan de quistes presentes en los sedimentos, como lo reportan Seguel y Sfeir (2010) para la región del sur de Chile.

Las concentraciones máximas reportadas de *G. catenatum* en superficie por Acevedo-Medina (2005), en la Bahía de Mazatlán fueron en los meses de abril y diciembre del 2003, con abundancias de 125,142 cél L⁻¹ a 22.2°C y 171,428 cél L⁻¹ a 24.0°C, respectivamente, mientras que en nuestra área de estudio correspondió a los meses de febrero y junio del 2011 con abundancias mucho menores de 13,800 cél L⁻¹ a 16.5°C y 5,200 cél L⁻¹ a aproximadamente 22°C, respectivamente, se tiene que investigar cual es la relación entre la temperatura y la abundancia celular de este dinoflagelado. Respecto a la concentración de toxinas Acevedo-Medina (2005), registró la concentración de PSTxs para el ostión de roca *Striostrea prismatica* (= *Ostrea iridescens*) en el mes de abril con 1,315.62 µg STXeq * 100 g⁻¹ y una media en marzo de 256.54 µg STXeq * 100 g⁻¹; contrastando con esto, en nuestro monitoreo las altas concentraciones se presentaron en los meses de enero (435.2 µg STXeq * 100 g⁻¹) y junio (94.93 µg STXeq * 100 g⁻¹). Alonso-Rodríguez *et al.* (2005), reportaron un evento de marea roja causada por *G. catenatum*, para el mismo lugar, encontrando que en enero del 2000 este dinoflagelado alcanzó el 97% del total de la composición del fitoplancton y su densidad fue de 1.3 x 10⁶ cél L⁻¹ a 21°C.

Otro factor que se tiene que considerar, es la variación de las especies en la comunidad fitoplanctónica durante las sucesiones y los cambios estacionales (Muñoz *et al.*, 1992). La variación estacional y la composición taxonómica del fitoplancton en el Alto Golfo de California aún no se ha estudiado, sin embargo, durante el monitoreo se presentó un periodo en el cual la presencia de *G. catenatum* en muestras de agua y detección de PSTxs por bioensayo en ratón fue nula, ya que la comunidad fitoplanctónica estuvo dominada por *Akashiwo sanguinea*, alcanzando abundancias de 132,000 cél L⁻¹, manifestándose en una enorme mancha que cubría las cuatro estaciones de muestreo (~80 Km.) en superficie. Una vez que disminuyó la abundancia de

esta especie (a mediados de abril) se detectó de nuevo a *G. catenatum* en los muestreos y presencia de PSTxs en almeja.

A pesar de los altos niveles de toxinas detectadas, no existe ningún reporte de intoxicación en humanos en la región por parte de la Secretaría de Salud. Hallegraeff (1993) menciona que es muy común que este tipo de intoxicaciones se confundan con infecciones gastrointestinales de origen bacteriano.

La parte comestible de la almeja generosa es el músculo del sifón, por lo que se desecha la masa visceral. En este tejido se presenta la mayor acumulación de toxinas, alcanzando entre el 80% y 98% del total medido en organismo completo (Boyer *et al.*, 1986; Bricelj y Shumway, 1998; Yu *et al.*, 2005). Bricelj y Shumway (1998) presentan una revisión de los eventos reportados en distintas regiones que estuvieron relacionados con la presencia de PSTxs, en ella se describe la concentración de toxinas en organismo completo y en la masa visceral para diferentes especies de moluscos bivalvos. En la mayoría de los diferentes tipos de bivalvos en las vísceras se encuentra la mayor concentración de toxinas. Específicamente, se conoce que en la almeja generosa de la región de Canadá (*Panopea abrupta*) las PSTxs se acumulan principalmente en vísceras. Curtis *et al.* (2000) reportaron que en *P. abrupta* los niveles de toxinas por arriba del límite máximo permisible se presentaron únicamente en vísceras.

Aunque existen evidencias de que en varias especies de moluscos, el músculo aductor ocasionalmente puede registrar niveles que exceden el límite máximo permisible (Cembella *et al.*, 1993). Nuestro estudio demuestra que la almeja *P. globosa* de la región SFP, presenta un comportamiento similar, al no acumular PSTxs en tejido muscular, de los bioensayos realizados con este tejido no se registró la muerte de algún ratón, lo que no descarta la presencia de toxinas sino que posiblemente las concentraciones sean muy bajas y no se

pudieron detectar por medio de este método. De los resultados obtenidos podemos observar, que solo en los extractos de vísceras, en los meses de enero, febrero y junio se presentaron niveles superiores a los permisibles de acuerdo con la norma NOM-242-SSA1-2009, siendo éste para consumo humano de $800 \mu\text{g STXeq} \cdot \text{Kg}^{-1}$.

Este es el primer reporte de la presencia de *G. catenatum* en el área de San Felipe-Puertecitos, B.C. ($30^{\circ}55'54''$ y $30^{\circ}17'$ N). Anteriormente, el registro más al norte en la parte oriental del Golfo de California había sido su presencia en Bahía Puerto Libertad, Sonora ($29^{\circ}52'30''$ y $29^{\circ}55'$ N), donde en 1981 se registró una abundancia de $190 \times 10^3 \text{ cél L}^{-1}$ (Cortés-Altamirano *et al.*, 1999). Por otro lado, en la costa oeste del Golfo de California en 2006 se documentó la presencia de esta especie en Bahía de los Ángeles, B.C. ($28^{\circ}55'$ N), donde se detectaron toxinas paralizantes en la almeja mano de león (*Nodipecten subnodosus*) con una concentración de 3 a $54 \mu\text{g STXeq} \cdot 100 \text{ g}^{-1}$ (Gárate-Lizárraga *et al.*, 2007). Por lo tanto, y de acuerdo a los resultados de este trabajo se pudo argumentar que esta especie se distribuye probablemente en todo el Golfo de California o al menos hasta la parte más al norte de la costa oeste del Golfo.

Las altas concentraciones de $453.2 \mu\text{g STXeq} \cdot 100 \text{ g}^{-1}$ detectadas en almeja generosa (*Panopea globosa*) coinciden con la época de desove de la misma (enero y febrero) descritas por Arambula-Pujol *et al.* (2008) para Bahía de Guaymas, Sonora, y Calderón-Aguilera *et al.* (2010) para el Puerto de San Felipe, B.C. El ciclo reproductivo propuesto por Calderón-Aguilera *et al.* (2010) para este molusco, es iniciado (gametogénesis) por una caída en la temperatura ($>3^{\circ}\text{C}$), por lo general, durante los meses de septiembre y octubre, el desarrollo de las células reproductivas se da rápidamente al cuarto mes (enero y febrero), así el desove sobreviene en el momento que coincide con la mayor producción de fitoplancton en el área, garantizando condiciones ideales de alimentación de

las larvas. De acuerdo a nuestros resultados, se puede inferir que la tasa de ingestión y la bioacumulación de toxinas aumentan en estos meses.

CONCLUSIONES

1. En la franja costera San Felipe-Puertecitos, se encontró que la composición fitoplanctónica consta de 22 especies de dinoflagelados correspondientes a los órdenes Prorocentrales (1), Dinophysiales (3), Gonyaulacales (8), Gymnodiniales (6), Noctilucales (1) y Peridinales (3). La composición por el grupo de las Diatomeas corresponde a 25 especies, distribuidas en los órdenes Bidulphiales (16), Bacillariales (9).
2. Se caracterizó por primera vez en la región costera San Felipe-Puertecitos, B.C., la presencia de fitoplancton tóxico así como toxinas de tipo paralizante (PSTxs) en la almeja *Panopea globosa*.
3. *Gymnodinium catenatum* es la única especie que produce toxinas paralizantes en el área de estudio, presentándose en dos periodos, el primero del 11 enero al 24 febrero y el segundo del 13 abril al 9 junio.
4. Las mayores abundancias de *G. catenatum* en superficie y las altas concentraciones de PSTxs se registraron en los meses de enero, febrero y junio, sobrepasando estas últimas el límite permisible ($80 \mu\text{g STXeq} \cdot 100 \text{ g}^{-1}$) para consumo humano.
5. El análisis estadístico sugiere que durante el desarrollo de los florecimientos de *G. catenatum* se promueve una disminución en la concentración de oxígeno disuelto, así como un incremento en el pH.
6. La almeja *Panopea globosa* presenta una acumulación diferencial de PSTxs, encontrándose la mayor concentración en vísceras.
7. La presencia de PSTxs en el músculo del sifón (parte comestible) no fueron detectadas, sin embargo, no se descarta que puedan estar presentes en bajas concentraciones.

RECOMENDACIONES

Se considera importante realizar un seguimiento de la presencia de fitoplancton con potencial tóxico, así como la acumulación de toxinas paralizantes en la almeja *Panopea globosa* de la región para prevenir riesgos en la salud pública y evitar pérdidas económicas en esta actividad pesquera.

Sugerir una modificación a la NOM-242-SSA1-2009 para este producto en la detección de biotoxinas marinas, ya que por el tamaño de este organismo es sencillo separar la parte comestible (sifón) de la masa vísceral que es donde se presenta la mayor acumulación de toxinas.

Investigar la distribución vertical de *Gymnodinium catenatum* en la columna de agua y realizar estudios de bioacumulación, depuración y biotransformación de toxinas en la almeja *Panopea globosa*.

Determinar si existe la presencia de quistes de reposo de especies tóxicas en los sedimentos de los bancos de extracción, y estudiar si estos forman parte de la dieta alimentaria de la almeja, en cuyo caso habrá que investigar su potencial tóxico.

REFERENCIAS

- Aalvik, B. and Framstad, K. (1981). Assay and detoxification experiments with mytilotoxin in mussels (*Mytilus edulis* L.) from Nordasstraumen, western Norway, 1979 and 1980. *Sarsia*. 66: 143–146.
- Acevedo-Medina, G. (2005). Concentración y variación de la composición bioquímica de las biotoxinas del tipo PSP en el ostión *Striostrea prismatica* Gray, 1825 (= *Ostrea iridescens* Hanley, 1854) en la bahía de Mazatlán, Sinaloa. Tesis profesional. Instituto Tecnológico de Mazatlán. Mazatlán, Sinaloa. 74 pp.
- Allen, W.E. (1937). Plankton diatoms of the Gulf of California obtained by the G. Allan Hancock Expedition of 1936. The Hancock Pacific Expeditions. The Univ. So. Calif. Publ. 3: 47–49.
- Alonso-Rodríguez, R. y Páez-Osuna, F. (2003). Nutrients, phytoplankton and harmful algal blooms in shrimp ponds: a review with special reference to the situation in the Gulf of California. *Aquaculture*. 219: 317–336.
- Alonso-Rodríguez, R., J. L. Ochoa & M. U. Alcocer. 2005. Grazing of heterotrophic dinoflagellate *Noctiluca scintillans* (Mcartney) Kofoid on *Gymnodinium catenatum* Graham. *Rev. Lat.-Amer. Microbiol.* 47(1-2): 6–10.
- Álvarez-Borrego y Galindo-Bect, L.A. (1974). Hidrología del Alto Golfo de California I. Condiciones durante otoño. *Ciencias Marinas* 1(1): 46–64.
- Álvarez-Borrego, Flores-Báez, B.P. y Galindo-Bect, L.A. (1975). Hidrología del Alto Golfo de California II. Condiciones durante invierno, primavera y verano. *Ciencias Marinas* 2(1): 21–36.
- Amorin, A. y Dale, B. (2006). Historical cyst record as evidence for the recent introduction of the dinoflagellate *Gymnodinium catenatum* in the north-eastern Atlantic. *African Journal of Marine Sciences*. 28: 193–197.
- Andersen, P. (1996). Design and implementation of some harmful algal monitoring systems. I.O.C. Tech. Ser. No. 44, UNESCO Press, 1: 102 pp.
- A.O.A.C. (Association of Official Analytical Chemists). (1995). Paralytic shellfish poison, biological method. In: *Official methods of analysis* 15th ed. Williams (Ed.). Arlington, Virginia. 46–48

- Arambula-Pujol, E., García-Juárez, A.R., Alcántara-Razo, E. y Aragón-Noriega, E.A. (2008). Aspectos de biología reproductiva de la almeja de sifón *Panopea globosa* (Dall 1898) en el Golfo de California. *Hidrobiológica*. 18: 89–98.
- Avaria, S. (1979). Red tides off the coast of Chile. In Taylor, D.L. & Seliger, H.H. (eds.). *Toxic Dinoflagellate Blooms*. Elsevier, Amsterdam. 161–164.
- Badán-Dangon, A., Koblinsky, C.J. y Baumgarther, T. (1985). Spring and summer in the Gulf of California: observations of surface thermal patterns. *Oceanologica Acta* 8: 13–22.
- Bagnis, R. (1993). Ciguatera fish poisoning. In: Falconer, I.R. (Ed.). *Algal Toxins in Seafood and Drinking Water*. Academic Press, Inc. San Diego, Ca. 105–115
- Band-Schmidt, C., Bustillos Guzmán, J., Gárate-Lizárraga, I., Lechuga-Devéze, C. y Luckas, B. (2002). Toxin profile of *Gymnodinium catenatum* cultures and scallops (*Argopecten ventricosus*) from Bahía Concepción, México. Xth International Conference on Harmful Algae. Book of abstracts. St. Pete Beach, FL, U.S.A. 21 pp.
- Band-Schmidt, C.J., Morquecho, L., Lechuga-Devéze, C. y Anderson, D.M. (2004). Effects of growth medium, temperature, salinity and seawater source on the growth of *Gymnodinium catenatum* (Dinophyceae) from Bahía Concepción, Gulf of California. *Journal of Plankton Research*. 26:1459-70.
- Band-Schmidt, C.J., Bustillo-Guzmán, J.J., López-Cortés, D.J., Gárate-Lizárraga, I., Núñez-Vázquez, E.J. y Hernández-Sandoval, F.E. (2010). Ecological and Physiological Studies of *Gymnodinium catenatum* in the Mexican Pacific: A Review. *Marine Drugs*. 8: 1935–1961.
- Bates, S.S., W de Freitas, A.S., Milley, J.E., Pocklington, R., Quilliam, M.A., Smith, J.C. y Worms, J. (1991). Control of domoic acid in culture: nutrients and irradiance. *Can. J. Fish Aquat. Sci.* 48: 1136–1144.
- Boyer, G.L., Sullivan, J.J., Andersen, R.J., Taylor, F.J.R., Harrison, O.J. y Cembella, A.D. (1986). Use of high-performance liquid chromatography to investigate the production of paralytic shellfish toxins by *Protogonyaulax* spp. in culture. *Mar. Biol.* Vol. 93: 361–369.
- Bricelj, V.M. y Shumway, S.E. (1998). Paralytic Shellfish Toxins in Bivalve

Molluscs: Occurrence, Transfer Kinetics, and Biotransformation. Reviews in Fisheries Science, 6(4): 315–383.

- Bricelj, V.M., Lee, J.H., Cembella, A.D. and Anderson, D.M. (1990). Uptake kinetics of paralytic shellfish toxins from the dinoflagellate *Alexandrium fundyense* in the mussel *Mytilus edulis*. Mar. Ecol. Prog. Ser. 63: 177–188.
- Brusca, C.R. (1980). Common Intertidal Invertebrates of the Gulf of California. 2da. ed. Univ. Arizona Press, Tucson, AZ. 513 pp.
- Buck, K.R., Uttal-Cooke, L., Pilsbain, C.H., Roelke, D.L., Villac, M.C., Fryxell, G.A., Cifuentes, L. y Chavez, F.P. (1992). Autoecology of the diatom *Pseudonitzschia australis* a domoic acid producer, from Monterey Bay, California. Mar. Ecol. Prog. Ser. 84: 293–302.
- Cabrera-Mancilla, E., Ramírez-Camarena, C., Muñoz-Cabrera, L., y Monreal-Prado, A. (2000). Primer registro de *Gymnodinium catenatum* Graham (Gymnodiniaceae) como causante de marea roja en la Bahía de Acapulco, Gro. México. In: Ríos-Jara, E., E. Juárez-Carillo, Pérez-Peña, M., López-Uriarte, E., Robles-Jarero, E.G., Hernández-Becerril, D.U. & Silva-Briano, M. (Eds.). Estudios sobre plancton en México y el Caribe. Sociedad Mexicana de Planctología y Universidad de Guadalajara. 85-86
- Calderón-Aguilera, L.E., Aragón-Noriega, E.A., Reyes-Bonilla, H., Paniagua-Chávez, C.G., Romo-Curiel, A.E. and Moreno-Rivera, V.M. (2010). Reproduction of the Cortes Geoduck *Panopea globosa* (Bivalvia: Hiatellidae) and its Relationship with Temperature and Ocean Productivity. Journal of Shellfish Research. 29(1): 135–141.
- Carmichael, W.W. (1997). The cyanotoxins. *Adv. Bot. Res.* 27: 211–256.
- Carreto, J.I., M.L. Lasta, R.M. Negri & H.R. Benavides, 1981. Los fenómenos de marea roja y toxicidad de moluscos bivalvos en el Mar Argentino. Contr. INIDEP. 399, 55 pp.
- Cembella, A.D., Shumway, S.E. y Lewis, N.I. (1993). Anatomical distribution and spatio-temporal variation in paralytic shellfish toxin composition in two bivalves species from the Gulf of the Maine. J. Shellfish Res. 12(2): 389–403.
- CICIMAR. (1992). Informe técnico final del proyecto: Dinámica de nutrientes y plancton en Bahía Concepción, B.C.S., México. Centro Interdisciplinario de Ciencias Marinas CICIMAR-IPN. 41 pp.

- Cortés-Altamirano, R. (1998). Las Mareas Rojas. A. G. T. Editor. México. 161 pp.
- Cortés-Altamirano, R. y Núñez-Pastén, A. (1991). Registros de mareas rojas en la Bahía de Mazatlán, Sinaloa, México. (1985-1990). Rev. Inv. Cient. 2: 44-45.
- Cortés-Altamirano, R. y Alonso-Rodríguez, R. (2007). Mareas rojas durante 1977 en la Bahía de Mazatlán, Sinaloa, México. Ciencias del Mar, UAS. 15: 31-37
- Cortés-Altamirano, R., Manrique, F.A. Luna-Soria, R. (1995). Presencia de mareas Rojas en la costa este del Golfo de California. Revista Latinoamericana de Microbiología. 37: 337-342.
- Cortés-Altamirano, R., Núñez-Pastén, A. y Pastén-Miranda, N. (1999). Abundancia anual de *Gymnodinium catenatum* Graham dinoflagelado tóxico de la costa Este del Golfo de California. Ciencia y Mar. 50-56.
- Cupp, E. E. (1943). Marine Plankton Diatoms of the West Coast of North America. University of California Press. 238 pp.
- Curtis, K.M., Trainer, V.L. and Shumway, S.E. (2000). Paralytic shellfish toxins in geoduck clams (*Panopea abrupta*): Variability, anatomical distribution, and comparison of two toxin detection methods J. Shellfish Res. 19(1): 313-319.
- Dale, B. y Yentsch, C.M. (1978). Red tide and paralytic shellfish poisoning. Oceanus. 21: 41-49.
- De la Garza, J. (1983). Intoxicación alimentaria por ingestión de mariscos contaminados. Sal. Pub. Méx. 25: 145-150.
- Delaney, J.E. (1989). Procedimientos de bioensayo para las toxinas de moluscos bivalvos (capítulo 4). En: PESCA, SARH (CNA), SEDUE y SSA (Eds.). Programa Mexicano de Sanidad de Moluscos Bivalvos, 1989. Procedimientos de Laboratorio para el análisis de aguas marinas y de moluscos bivalvos. México, D. F. 64-67.
- Dickey, R.W., Fryxell, G.A. Granade, H.R. y Roelke, D. (1992). Detection of marine toxins okadaic acid and domoic in shellfish and phytoplankton in the Gulf of Mexico. Toxicon. 30(3): 355-359.

- Dickey, R.W., Granade, W.H. and Bencsath, F.A. (1993). Improved analytical methodology for the derivatization and HPLC-Fluorometric Determination of okadaic acid in phytoplankton and shellfish. In: T.J. Smayda and Shimizu, Y. (Ed.) Toxic phytoplankton blooms in the sea. Elsevier. New York. 495-500
- Flores-Trujillo, J.G., Helenes, J., Herguera, J.C. y Orellana-Cepeda, E. (2009). Palynological record (1483-1994) of *Gymnodinium catenatum* in Pescadero Basin southern Gulf of California, Mexico. Marine Micropaleontology. 73: 80-89.
- Gárate-Lizárraga, I. (1991). Análisis de una marea roja causada por *Noctiluca scintillans* (Macarney) Ehr. en la Bahía de Concepción, Baja California Sur, en febrero de 1989. Rev. Inv. Cient. 2: 35-45.
- Gárate-Lizárraga, I. (1995). Mareas rojas en Bahía Concepción, B.C.S., México. CICIMAR-IPN. Boletín no. 40.
- Gárate-Lizárraga, I., López-Cortés, D.J., Bustillos-Guzmán, J.J. y Hernández-Sandoval, F. (2004). Blooms of *Cochlodinium polykrikoides* (Gymnodiniaceae) in the Gulf of California, Mexico. Revista de Biología Tropical 52: Supl. (1): 51-58.
- Gárate-Lizárraga, I., Bustillos-Guzmán, J.J., Alonso-Rodríguez, R. y Luckas, B. (2004a). Comparative paralytic shellfish toxin profiles in two marines bivalves during outbreaks of *Gymnodinium catenatum* (Dinophyceae) in the Gulf of California. Marine Pollution Bulletin. 48: 397-402.
- Garate-Lizarraga, I., Bustillos-Guzmán, J.J., Morquecho-Escamilla, M.L., Band-Schmidt, C.J., Alonso-Rodríguez, R., Erler, K., Luckas, B., Reyes-Salinas, A. y Góngora-González, D.T. (2005). Comparative paralytic shellfish toxin profiles in the strains of *Gymnodinium catenatum* Graham from the Gulf of California, Mexico. Mar. Poll. Bull. 50:208-236.
- Gárate-Lizárraga, I., Arellano-Martínez, M., Ceballos-Vázquez, B.P., Bustillos-Guzmán, J.J., López-Cortés, D.J. y Hernández-Sandoval, F. (2007). Fitoplancton tóxico y presencia de toxinas paralizantes en la almeja mano de león (*Nodipecten subnodosus*, Sowerby, 1835) en la Bahía de los Los Ángeles, B.C. In Resúmenes del II Taller sobre Florecimientos Algaes Nocivos, Ensenada, México, 21- 23 November. CICESE-CETMAR: Ensenada, México. 20 p.
- Gárate-Lizárraga, I., Pérez-Cruz, B., Díaz-Ortíz, J. y Band-Schmidt, C.J. (2008).

Microalgas y biotoxinas marinas en las costas mexicanas. *Conversus*. 9: 22-26.

Gárate-Lizárraga, I., Band-Schmidt, C.J., Aguirre Bahena, F. y Grayeb-Del Alamo, T. (2009). A multi-species microalgae bloom in Bahía de La Paz, Gulf of California, Mexico (June 2008). *CICIMAR Oceánides*. 24(1): 15-29.

García, E. (1973). Modificaciones al sistema de clasificación climática de Köppen. Editorial UNAM, México.

Gilbert, J Y. y Allen, W.E. (1943). The phytoplankton of the Gulf of California obtained by the "E. W. Scripps" in 1939 and 1940. *J. Mar. Res.* 5: 89-110.

Glenn, E.P., Felger, R.S., Búrquez, A. y Turner, D.S. (1992). Ciénaga de Santa Clara endangered wetland in the Colorado River Delta, Sonora, México. *Natural Resources Journal*. 32: 817-824.

Gómez-Aguirre, S. (1995). The red tide phenomena in Mexico. VIII International IUPAC. Symposium on mycotoxins and phycotoxins, 8-11 noviembre de 1992, México, D. F.

Graham, H.W. (1943). *Gymnodinium catenatum*, a new dinoflagellate from the Gulf of California. *Transactions of the American Microscopical Society*. 62: 259-261.

Guzmán, L. y Campodonico, I. (1975). Marea roja en la Región de Magallanes. *Publ. Inst. Pat. Ser. Mon.* 9-44

Hall, S. (1991). Natural Toxins. En: D.R. Ward y C. Hackney (Eds.). *Microbiology of marine food products*. An avi Book. New York. 305 p.

Hallegraeff, G.M. (1993). A review of harmful algal blooms and their apparent global increase. *Phycologia* 32: 79-99.

Halstead, B. W. (1978). Poisonous and venomous marine animals of the world. The Darwin Press, Princeton, New Jersey. Págs. 43-78.

Han, S.C. y Capra, M.F. (1992). The cyanobacterium *Oscillatoria erythraea* –a potential source of toxin in the ciguatera food-chain. *Food Add. Cont.* 9(4): 351-355.

Hernández-Becerril, D.U. (1987). Un caso de marea roja en el Golfo de

- California. *Rev. Lat-Amer. Microbiol.* 29: 171-174.
- Hernández-Becerril, D.U. (1993). Fitoplancton marino en México. Págs. 39–53. En: Salazar Vallejo y N. E. González (eds.). Biodiversidad marina y costera de México. Com. Nal. Biodiversidad y CIQRO. México.
- Holmes, M. (1992). The origin of ciguatera an update. SPC Ciguatera Information bulletin. Australia. 2–8.
- Hurst, J.W. and Gilfillan, E.S. (1977). Paralytic shellfish poisoning in Maine. In: Tenth Natl. Shellfish Sanitation Workshop. 152–161 (E.S. Wilt, Ed.) U.S. Dept. Health, Education and Welfare, Food and Drug Administration, Washington, D.C.
- Kat, M. 1983. Diarrhetic mussel poisoning in the Netherlands related to the dinoflagellate *Dinophysis acuminata*. *Antonie V. Leeuwenhoek* 49: 417-427.
- Kirk, J.T.O. (1994). *Light & Photosynthesis in Aquatic Ecosystems*. Cambridge University Press.
- Kodama, M., Ogata, T., Sato, S. y Sakamoto, S. (1990). Possible association of marine bacteria with paralytic shellfish toxicity of bivalves. *Mar. Ecol. Prog. Ser.* (nota), 61: 203–206.
- Landsberg, J.H. (2002) The Effects of Harmful Algal Blooms on Aquatic Organisms. *Rev. Fish. Sc.* 10: 113–390.
- Lassus, P., Proniewski, F., Maggi, P. y Baordouil, M. (1993). Wind-induced toxic blooms of *Dinophysis c.f. acuminata* in the Antifer area (France). En: T.J. Smayda y Y. Shimizu (eds.). *Toxic Phytoplankton Blooms in the Sea*. Elsevier. 519–523.
- Lavin, M.F. y Organista, S. (1988). Surface heat flux in the northern Gulf of California. *J. Geoph. Res.* 93(C11): 14033–14038.
- Lechuga-Devéze, C.H., Hageltorn, M., Band Schmidt, C., Ochoa, J.L., Morquecho-Escamilla, M.L. y Gárate-Lizárraga, I. (1993). Marees rouges du Golfe de Californie, mexique. Activite PSP. Sixth International Conference on toxic marine phytoplankton, 18-22 october 1993. Nantes, Francia. (Abstracts and posters Classifications).
- Ledoux, M. y Marcaillou-Lebaut, C. (1994). Mariscos tóxicos un fenómeno en expansión. *Mundo Científico*, 14(146): 466–470.

- Lewis, J., Higman, W. y Kuenster, S. (1995). Occurrence of *Alexandrium* sp. cysts in sediments from the North East coast of Britain. En: P. Lassus, G. Arzul, E. Erard, P. Gentien y C. Marcaillou-LeBaut (Eds.). Harmful marine algal blooms. Lavoisier Science Publishers, Paris, 175–180.
- Licea, S., Gómez-Aguirre, S., Cortés-Altamirano, R. y Gómez, S. (1999). Notas sobre algunos florecimientos algales y la presencia de especies tóxicas en cinco localidades del Pacífico Mexicano (1996-1999). In: Tresierra-Aguilar, A.E. & Z.G. Culquichicón-Malpica (Eds.). VIII Congreso Latinoamericano sobre Ciencias del Mar. 335-337 p.
- Mackenzie, A.L., White, D.A., Sim, P.G. and Holland, A.J. (1993). Domoic Acid and the New Zealand greenshell mussel (*Perna canaliculus*). In: T.J. Samayda and Shimizu, Y. (Ed.). Toxic Phytoplankton Blooms in the Sea. Elsevier, New York. 607-612
- Mee, L. D., Espinosa, M. y Díaz, G. (1986). Paralytic shellfish poisoning with a *Gymnodinium catenatum* red tide on the Pacific Coast of Mexico. Mar. Environ. Res. 19: 77–92.
- Meldahl, A.S., Kvernstuen, J., Grasbakken, G.J., Edvardsen, B. y Fonnum, F. (1995). Toxic activity of *Prymnesium* spp. y *Chrysochromulina* spp. tested by different test methods. En: Lassus *et al.* (Eds.). Harmful Marine Algal Blooms. Lavoisier. 315–320.
- Mercado, J.A., Viera, M., Tosteson, T.R., González, Y., Silva, W. and Escalona de Motta, G. (1995). Differences in the toxicity and biological activity of *Ostreopsis lenticularis* observed using different extraction procedures. In: P. Lassus, Arzul, G., Erard-Le, E., Gentien, P. and Marcaillou-Le, C. (Eds.). Harmful Marine Algal Blooms. Proceeding of the Sixth International Conference on Toxic Marine Phytoplankton. Lavoisier, Intercept Ltd. Nantes. 321–326
- Millán-Núñez, E. (1988). Marea roja en Bahía de los Ángeles. Ciencias Marinas, 14: 51–55.
- Morales-Blake, A., Hernández-Becerril, D.U. & Cavazos-Guerra, C. (2000). Registros de Mareas Rojas en las Bahías de Manzanillo, Colima, México. In: Ríos-Jara, E., Juárez-Carillo, M. Pérez-Peña, E. López-Uriarte, E.G. Robles-Jarero, D.U. Hernández-Becerril & M. Silva-Briano (Eds.). Estudios sobre plancton en México y el Caribe. Sociedad Mexicana de Planctología y Universidad de Guadalajara. 81-82 p.

- Morquecho-Escamilla, M.L. (1996). Fitoplancton Tóxico y Actividad de Ficotoxinas en la Almeja Catarina *Argopecten circularis* (Sowerby, 1835) en Bahía Concepción, Golfo de California. Tesis de Maestría. Instituto Politécnico Nacional. 74 pp.
- Mosiño, P. y García, E. (1974). The climate of México, 345 – 404. En: World Survey of Climatology. Vol. 2, en Bryson, R.A. y Hare, F.K. (comps.). Climates of North America, Elsevier, New York.
- Muñoz, P., Avaria, S., Sievers, H. y Prado, R. (1992). Presencia de dinoflagelados tóxicos del género *Dinophysis* en el seno de Aysen, Chile. Rev. Biol. Mar. 27(2): 187–212.
- Oshima, Y., Yasumoto, T., Kodama, M., Ogata, T., Fukuyo, Y. y Matsuura, F. (1982). Features of shellfish poisoning in Tohoku district. Bull. Japan. Soc. Scient. Fish. 48: 525–530.
- Peña-Manjarrez, J.L. (2008). Ecología de Dinoflagelados Productores de Florecimientos en la Bahía de Todos Santos, Baja California. Tesis de Doctorado. CICESE. 196 pp.
- Price, D.W., Kizer, K.W., and Hangsgen, K.H. (1991). California's paralytic shellfish poisoning prevention program, 1927–89. J. Shellfish Res. 10(1): 119–145.
- Rausch de Traubenberg, C. y Lassus, P. (1991). Dinoflagellate toxicity: are marine bacteria involved? Mar. Micr. Food Webs. 5(2): 205–226.
- Saldade-Castañeda, O., Vázquez-Castellanos, J., Galván, J., Sánchez-Anguiano, A. y Nazar, A. (1991). Intoxicaciones por toxina paralizante de molusco en Oaxaca. Salud Pública Mexicana. 33: 240–247.
- Sar, E.A., Ferrario, M.E. y Reguera, B. (2002). Floraciones Algales Nocivas en el Cono Sur Americano. Instituto Español de Oceanografía. Madrid, España. 311 pp.
- Seguel, M. y Sfeir, A. (2010). Distribución de las toxinas marinas y quistes de dinoflagelados tóxicos en los canales occidentales de la región de Aysen. Ciencia y Tecnología del Mar. 33 (1): 43–55.
- SEMARNAT (Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales). (2007). Programa de Manejo de la Reserva de La Biosfera Alto Golfo de California y Delta del Río Colorado. México. 103 pp.

- Shimizu, Y., Watanabe, N. and Wrensford, G. (1995). Biosynthesis of brevetoxins and heterotrophic metabolism in *Gymnodinium breve*. In: P. Lassus, Arzul, G., Erard-Le, E., Gentien, P. and Marcaillou-Le, C. (Ed.). Harmful Marine Algal Blooms. Proceedings of the Sixth International Conference on Toxic Marine Phytoplankton. Lavoisier, Intercept Ltd. Nantes. 351-357.
- Shumway, S.E. (1990). A review of the effects of algal blooms on shellfish and aquaculture. *J. World Aquacul.* 21(2): 65-104.
- Shumway, S.E. (1992). Mussels and Public Health. En: Gosling, E. (Ed.). The mussel *Mytilus*: Ecology, Physiology, Genetics and Culture. Elsevier. 511-542.
- Shumway, S.E. and Cembella, A.D. (1993). The impact of toxic algae on scallop culture and fisheries. *Reviews in the Fisheries Science*. Vol. 1: 121-150.
- Silva, E.S. (1990). Intracellular bacteria: the origin of dinoflagellate toxicity. *JEPTO*. 10(3): 124-128.
- Smayda, T.J. (1997). Harmful algal blooms: Their ecophysiology and general relevance to phytoplankton blooms in the sea. *Limnol. Oceanogr.* 43: 1137-1153.
- Sommer, H., Whedom, W. F., Kofoid, C. A. y Stholer, R. (1937). Relations of paralytic shell-fish poison to certain plankton organism of the genus *Gonyaulax*. *Arch. Path.* 24: 537.
- SPP (Secretaría de Programación y Presupuesto). (1982). Carta geográfica del estado de Baja California, México.
- Steidinger, K.A. (1983). A re-evaluation of toxic dinoflagellate: biology and ecology. En Round y Chapman (Eds.). *Progress in Phycological Research* 2. Elsevier. 147-188.
- Steidinger, K.A. (1993). Some taxonomic and biologic aspects of toxic dinoflagellates. In: I.R. Falconer (Ed.). *Algal Toxins in Seafood and Drinking Water*. Academic Press, Inc. San Diego, Ca. 1-28
- Streets, T.H. (1878). The discolored waters of the Gulf of California. *Amer. Nat.*, 12: 85-92.
- Sullivan, J.J., Iwaoka, W.T. and Liston, J. (1983). Enzymatic transformation of PSP toxins in the littleneck clam (*Protothaca staminea*). *Bioch. And Bioph. Res. Comm.* Vol. 114: 465-472.

- Sullivan, J.J. (1993). Methods of Analysis for Algal Toxins: Dinoflagellate and Diatom Toxins. In: I. R. Falconer (Ed.), Algal Toxins in Seafood and Drinking Water. Academic Press, Inc. San Diego, Ca. 29-48
- Tomas, C.R. (1997). Identifying Marine Phytoplankton. San Diego, California. 858
- Thompson, R.W. (1969). Tidal and general circulation. In: Environmental impact brine effluents on Gulf of California. U.S. Report Ins. And Dev. Prog. Rep. No. 387.
- Taylor, F.J.R. (1976). Dinoflagellates from the International Indian Ocean Expedition. A report on material collected by the R.V. "Anton Bruun" 1963-1964. Institute of Oceanography and Department of Botany, University of British Columbia, Vancouver, Canada. 132
- Utermöhl, H. (1958). Zur Vervollkommung der quatitiven phytoplankton-methodik. *Mitt. Internat. Verein. Limnol.* 9: 1-38.
- Vázquez-León, C. (2001). Fisheries management at community level: The participatory management regime from the institutional analysis framework. IMPERIAL COLLAGE OF SCIENCE, TECHNOLOGY AND MEDICINE. Literature review.
- Yasumoto, T., Satake, M., Sugiyami, K., Ishida, S., Murata, M. and Naoki, H. (1995). Maitotoxin, other ciguatera toxins: from structures to determination. In: P. Lassus, Arzul, G., Erard-Le, E., Gentien, P. and Marcaillou-Le, C. (Ed.). Harmful Marine Algal Blooms. Proceedings of the Sixth International Conference on Toxic Marine Phytoplankton. Lavoisier, Intercept Ltd. Nantes. 377-382.
- Yu, K.N., Choi, M.C., Shen, X., Rudolf, S.S., Wang, W.X. and Lam, P.K.. (2005). Modeling of depuration of paralytic shellfish toxinsin *Chlamys nobilis* and *Perna viridis*. *Marine Pollution Bulletin.* 50: 463-484.
- Zepeda-Esquivel, M.A. y Meave del Castillo, M.E. (2007). FAN de dinoflagelados en Manzanillo, Col., durante abril-mayo del 2007. Resúmenes del II Taller sobre Florecimientos Algales Nocivos, Ensenada, B.C., México. 9 p.

ANEXOS

Anexo I.- Tabla de corrección de pesos para ratones.

Peso de ratones (g)	Unidades de ratón (UR)
10.0	0.50
10.5	0.53
11.0	0.56
11.5	0.59
12.0	0.62
12.5	0.65
13.0	0.675
13.5	0.70
14.0	0.73
14.5	0.76
15.0	0.785
15.5	0.81
16.0	0.84
16.5	0.86
17.0	0.88
17.5	0.905
18.0	0.93
18.5	0.95
19.0	0.97
19.5	0.985
20.0	1.00
20.5	1.015
21.0	1.03
21.5	1.04
22.0	1.05
22.5	1.06
23.0	1.07

Anexo II.- Tabla de Sommer's. Tiempo de muerte de los ratones (*Minutos:Segundos).

Tiempo de muerte*	Unidades de ratón (UR)	Tiempo de muerte*	Unidades de ratón (UR)
1:00	100	5:00	1.92
10	66.2	5	1.89
15	38.3	10	1.86
20	26.4	15	1.83
25	20.7	20	1.80
30	16.5	30	1.74
35	13.9	40	1.69
40	11.9	45	1.67
45	10.4	50	1.64
50	9.33		
55	8.42	6:00	1.60
		15	1.54
2:00	7.67	30	1.48
5	7.04	45	1.43
10	6.52		
15	6.06	7:00	1.39
20	5.66	15	1.35
25	5.32	30	1.31
30	5.00	45	1.28
35	4.73		
40	4.48	8:00	1.25
45	4.26	15	1.22
50	4.06	30	1.20
55	3.88	45	1.18
3:00	3.70	9:00	1.16
5	3.57	30	1.13
10	3.43	10:00	1.11
15	3.31	30	1.09
20	3.19		
25	3.08	11:00	1.075
30	2.98	30	1.06
35	2.88		
40	2.79	12:00	1.05
45	2.71	13:00	1.03
50	2.63	14:00	1.015
55	2.56	15:00	1.000
		16:00	0.990
4:00	2.50	17:00	0.980
5	2.44	18:00	0.972
10	2.38	19:00	0.965
15	2.32	20:00	0.960
20	2.26	21:00	0.954
25	2.21	22:00	0.948
30	2.16	23:00	0.942
35	2.12	24:00	0.937
40	2.08	25:00	0.934
45	2.04	30:00	0.917
50	2.00	40:00	0.898
55	1.96	60:00	0.875

Anexo III.- Especies en muestras de red y superficie para enero del 2011 (*Presente).

	GÉNERO / ESPECIE	ESTACIONES			
No.	DIATOMEAS	SF1	SF2	SF3	SF4
1	<i>Asteromphalus</i> sp.			*	
2	<i>Bacteriastrum</i> spp.			*	*
3	<i>Chaetoceros</i> spp.			*	*
4	<i>Corethron hystrix</i>				*
5	<i>Coscinodiscus</i> spp.			*	*
6	<i>Cylindrotheca closterium</i>			*	*
7	<i>Ditylum brighwelli</i>				*
8	<i>Eucampia zodiacus</i>				*
9	<i>Guinardia</i> spp.				*
10	<i>Hemidiscus cuneiformis</i>				*
11	<i>Lioloma pacificum</i>				*
12	<i>Lithodesmium undulatum</i>				*
13	<i>Navicula directa</i>				*
14	<i>Navicula distans</i>			*	
15	<i>Navicula</i> spp.			*	
16	<i>Nitzschia</i> sp.			*	*
17	<i>Odontella mobiliensis</i>			*	*
18	<i>Planktoniella sol</i>				*
19	<i>Pleurosigma directum</i>			*	
20	<i>Pleurosigma normanii</i>			*	
21	<i>Pseudonitzschia</i> spp.			*	*
22	<i>Rhaphoneis</i> sp.			*	
23	<i>Rhizosolenia</i> spp.				*
24	<i>Skeletonema menzelii</i>				*
25	<i>Stephanopyxis palmeriana</i>				*
26	<i>Surirella fastuosa</i>				*
27	<i>Thalassionema nitzschioides</i>			*	*
28	<i>Thalassiosira</i> spp.			*	*
29	<i>Tropidoneis</i> sp.			*	*
	DINOFLAGELADOS				
1	<i>Ceratium candelabrum</i>				*
2	<i>Ceratium dens</i>			*	*
3	<i>Ceratium furca</i>			*	*
4	<i>Ceratium fusus</i>			*	*
5	<i>Ceratium pentagonum</i>				*
6	<i>Ceratium</i> sp.				*
7	<i>Ceratium trichoceros</i>			*	*
8	<i>Dynophysis acuminata</i>			*	
9	<i>Gonyaulax</i> sp.				*
10	<i>Gymnodinium catenatum</i>			*	*
11	<i>Gyrodinium</i> sp.			*	*
12	<i>Noctiluca scintillans</i>			*	*
13	<i>Prorocentrum micans</i>			*	
14	<i>Protoperidinium</i> spp.			*	*
15	<i>Pyrophacus steinii</i>			*	*
16	<i>Scirppsiaella trochoidea</i>			*	*

Anexo IV.- Especies en muestras de red y superficie para febrero del 2011 (*Presente).

No.	GÉNERO / ESPECIE	ESTACIONES			
		SF1	SF2	SF3	SF4
1	<i>Amphiprora</i> sp.	*	*	*	
2	<i>Asteromphalus</i> sp.		*		
3	<i>Bacteriastrum</i> spp.	*	*		
4	<i>Chaetoceros</i> spp.	*	*	*	
5	<i>Corethron hystrix</i>	*			
6	<i>Coscinodiscus</i> spp.	*	*	*	
7	<i>Cylindrotheca closterium</i>	*	*	*	
8	<i>Ditylum brighwelli</i>	*	*	*	
9	<i>Eucampia zodiacus</i>	*	*	*	
10	<i>Fragilariopsis</i> sp.			*	
11	<i>Grammatophora angulosa</i>		*		
12	<i>Guinardia</i> spp.	*	*	*	
13	<i>Hemidiscus cuneiformis</i>		*		
14	<i>Leptocylindrus</i> spp.	*	*	*	
15	<i>Lioloma pacificum</i>	*	*		
16	<i>Lithodesmium undulatum</i>	*	*		
17	<i>Navicula</i> spp.	*	*	*	
18	<i>Odontella longieruris</i>		*		
19	<i>Odontella mobiliensis</i>	*	*		
20	<i>Planktoniella sol</i>	*	*		
21	<i>Pleurosigma normanii</i>	*	*	*	
22	<i>Pseudonitzschia australis</i>	*	*	*	
23	<i>Pseudonitzschia</i> sp.	*	*	*	
24	<i>Rhizosolenia</i> sp.	*	*		
25	<i>Skeletonema menzelii</i>	*	*		
26	<i>Stephanopyxis palmeriana</i>	*	*	*	
27	<i>Surirella fastuosa</i>	*	*	*	
28	<i>Synedropsis hyperborea</i>		*		
29	<i>Thalassionema nitzschioides</i>	*	*	*	
30	<i>Thalassiosira</i> spp.	*	*	*	

Anexo IV.- continuación.

No.	GÉNERO / ESPECIE	ESTACIONES			
	DINOFLAGELADOS	SF1	SF2	SF3	SF4
1	<i>Akashiwo sanguinea</i>	*	*	*	
2	<i>Ceratium dens</i>	*	*		
3	<i>Ceratium furca</i>	*	*	*	
4	<i>Ceratium fusus</i>	*	*		
5	<i>Ceratium lúnula</i>	*			
6	<i>Ceratium spp.</i>	*	*		
7	<i>Ceratium trichoceros</i>	*			
8	<i>Ceratium tripos</i>	*	*		
9	<i>Dynophysis acuminata</i>	*	*		
10	<i>Gymnodinium catenatum</i>	*	*	*	
11	<i>Gyrodinium sp.</i>	*	*	*	
12	<i>Karenia sp.</i>	*			
13	<i>Katodinium glaucum</i>	*	*		
14	<i>Noctiluca scintillans</i>	*	*		
15	<i>Oxytoxum sp.</i>	*	*		
16	<i>Polykrikos kofoidii</i>	*			
17	<i>Prorocentrum micans</i>		*		
18	<i>Protoperidinium spp.</i>	*	*	*	
19	<i>Pyrocystis lúnula</i>		*		
20	<i>Pyrophacus steinii</i>	*	*		
21	<i>Scirppsiella trochoidea</i>	*	*	*	

Anexo V.- Especies en muestras de red y superficie para marzo del 2011 (*Presente).

No.	GÉNERO / ESPECIE	ESTACIONES			
	DIATOMEAS	SF1	SF2	SF3	SF4
1	<i>Actinopterychus</i> sp.	*	*	*	
2	<i>Amphiprora</i> sp.	*	*	*	
3	<i>Asteromphalus</i> sp.	*	*	*	
4	<i>Chaetoceros</i> spp.	*	*	*	
5	<i>Coscinodiscus</i> spp.	*	*	*	
6	<i>Cylindrotheca closterium</i>	*	*	*	
7	<i>Ditylum brighthwelli</i>	*	*	*	
8	<i>Eucampia zodiacus</i>	*	*	*	
9	<i>Guinardia</i> spp.	*	*	*	
10	<i>Hemidiscus cuneiformis</i>	*			
11	<i>Leptocylindrus</i> spp.	*	*	*	
12	<i>Lioloma pacificum</i>	*		*	
13	<i>Lithodesmium undulatum</i>		*	*	
14	<i>Navicula</i> spp.	*	*	*	
15	<i>Odontella mobiliensis</i>	*	*	*	
16	<i>Planktoniella sol</i>	*		*	
17	<i>Pleurosigma normanii</i>	*	*	*	
18	<i>Pseudonitzschia</i> spp.	*	*	*	
19	<i>Rhizosolenia</i> spp.	*			
20	<i>Skeletonema menzeli</i>	*		*	
21	<i>Stephanopyxis palmeriana</i>		*	*	
22	<i>Surirella fastuosa</i>	*	*	*	
23	<i>Thalassionema nitzschioides</i>	*	*	*	
24	<i>Thalassiosira</i> spp.	*	*	*	
DINOFLAGELADOS					
1	<i>Akashiwo sanguinea</i>	*	*	*	
2	<i>Ceratium dens</i>	*	*	*	
3	<i>Ceratium furca</i>	*	*	*	
4	<i>Ceratium fusus</i>	*	*	*	
5	<i>Ceratium</i> spp.	*	*	*	
4	<i>Dynophysis acuminata</i>	*	*	*	
6	<i>Dinophysis odiosa</i>	*	*	*	
7	<i>Gonyaulax</i> sp.	*	*	*	
8	<i>Gymnodinium catenatum</i>	*	*		
9	<i>Gyrodinium</i> sp.	*	*		
10	<i>Heterocapsa</i> sp.		*	*	
11	<i>Karenia</i> sp.	*	*	*	
12	<i>Katodinium glaucum</i>		*	*	
13	<i>Metaphalacroma skogsbergii</i>	*	*	*	
14	<i>Noctiluca scintillans</i>	*	*	*	
15	<i>Oxytoxum</i> sp.	*			
16	<i>Polykrikos kofoidii</i>		*	*	
17	<i>Prorocentrum micans</i>	*		*	
18	<i>Protoperdinium</i> spp.	*	*	*	
19	<i>Pyrocystis lúnula</i>	*	*	*	
20	<i>Pyrophacus steinii</i>	*	*	*	
21	<i>Scirpsiella trochoidea</i>	*	*	*	

Anexo VI.- Especies en muestras de red y superficie para abril del 2011 (*Presente).

No.	GÉNERO / ESPECIE	ESTACIONES			
	DIATOMEAS	SF1	SF2	SF3	SF4
1	<i>Actinptychus</i> sp.	*	*		
2	<i>Amphiprora</i> sp.	*			
3	<i>Bacteriastrum</i> spp.	*	*		
4	<i>Chaetoceros</i> spp.	*	*	*	
5	<i>Coscinodiscus</i> spp.	*		*	
6	<i>Cylindrotheca closterium</i>	*	*		
7	<i>Ditylum brighwelli</i>	*	*	*	
8	<i>Eucampia zodiacus</i>	*		*	
9	<i>Guinardia</i> spp.	*	*	*	
10	<i>Leptocylindrus</i> spp.	*	*	*	
11	<i>Lioloma pacificum</i>	*	*	*	
12	<i>Navicula</i> spp.	*			
13	<i>Odontella mobiliensis</i>	*	*		
14	<i>Pseudonitzschia</i> spp.	*	*	*	
15	<i>Rhizosolenia</i> spp.	*			
16	<i>Skeletonema menzelii</i>	*	*	*	
17	<i>Thalassionema nitzschioides</i>	*	*	*	
18	<i>Thalassiosira</i> spp.	*	*	*	
DINOFLAGELADOS					
1	<i>Akashiwo sanguinea</i>		*		
2	<i>Ceratium dens</i>	*			
3	<i>Ceratium furca</i>	*	*	*	
4	<i>Ceratium fusus</i>	*			
5	<i>Ceratium</i> spp.	*			
6	<i>Gonyaulax</i> sp.	*			
7	<i>Gymnodinium catenatum</i>		*	*	
8	<i>Gyrodinium</i> sp.	*	*		
9	<i>Heterocapsa</i> sp.	*			
10	<i>Karenia</i> sp.	*	*		
11	<i>Metaphalacroma skogsbergii</i>	*			
12	<i>Noctiluca scintillans</i>	*			
13	<i>Protoperidinium</i> spp.	*		*	
14	<i>Pyrocystis lunula</i>	*			
15	<i>Scirpsiella trochoidea</i>	*			

Anexo VII.- Especies en muestras de red y superficie para mayo del 2011 (*Presente).

No.	GÉNERO / ESPECIE	ESTACIONES			
	DIATOMEAS	SF1	SF2	SF3	SF4
1	<i>Actinptychus</i> sp.	*			
2	<i>Amphiprora</i> sp.		*		
3	<i>Bacteriastrum</i> spp.	*	*		
4	<i>Chaetoceros</i> spp.	*	*		
5	<i>Coscinodiscus</i> spp.	*	*		
6	<i>Cylindrotheca closterium</i>	*	*		
7	<i>Ditylum brighwelli</i>	*	*		
8	<i>Eucampia zodiacus</i>	*	*		
9	<i>Guinardia</i> spp.	*	*		
10	<i>Leptocilyndrus</i> spp.	*	*		
11	<i>Lithodesmium undulatum</i>	*	*		
12	<i>Navicula</i> spp.	*	*		
13	<i>Odontella mobiliensis</i>	*	*		
14	<i>Pleurosigma normanii</i>	*	*		
15	<i>Pseudonitzschia</i> spp.	*	*		
16	<i>Rhizosolenia</i> spp.	*	*		
17	<i>Skeletonema menzeli</i>	*	*		
18	<i>Stephanopyxis palmeriana</i>	*			
19	<i>Surirella fastuosa</i>	*	*		
20	<i>Thalassionema nitzschioides</i>	*	*		
21	<i>Thalassiosira</i> spp.	*	*		
DINOFLAGELADOS					
1	<i>Ceratium furca</i>	*	*		
2	<i>Ceratium fusus</i>		*		
3	<i>Ceratium</i> spp.		*		
4	<i>Gonyaulax</i> spp.	*			
5	<i>Gymnodinium catenatum</i>	*	*		
6	<i>Gyrodinium</i> sp.	*	*		
7	<i>Metaphalacroma skogsbergii</i>		*		
8	<i>Protoperidinium</i> spp.	*	*		
9	<i>Scirpsiella trochoidea</i>	*	*		

Anexo VIII.- Especies en muestras de red y superficie para junio del 2011 (*Presente).

No.	GÉNERO / ESPECIE	ESTACIONES			
	DIATOMEAS	SF1	SF2	SF3	SF4
1	<i>Amphiprora</i> sp.	*			
2	<i>Asteromphalus</i> sp.	*			
3	<i>Bacteriastrum</i> spp.	*			
4	<i>Chaetoceros</i> spp.	*	*	*	
5	<i>Coscinodiscus</i> spp.	*	*	*	
6	<i>Cylindrotheca closterium</i>	*	*	*	
7	<i>Ditylum brighwelli</i>	*	*		
8	<i>Eucampia zodiacus</i>	*			
9	<i>Guinardia</i> spp.	*	*	*	
10	<i>Leptocylindrus</i> spp.	*	*		
11	<i>Lioloma pacificum</i>	*			
12	<i>Lithodesmium undulatum</i>	*	*	*	
13	<i>Navicula</i> spp.		*		
14	<i>Odontella mobiliensis</i>	*	*	*	
15	<i>Pleurosigma normanii</i>	*	*	*	
16	<i>Pseudonitzschia</i> spp.	*	*	*	
17	<i>Rhizosolenia</i> spp.	*	*	*	
18	<i>Skeletonema menzelii</i>		*		
19	<i>Surirella fastuosa</i>	*	*	*	
20	<i>Thalassionema nitzschioides</i>	*	*	*	
21	<i>Thalassiosira</i> spp.	*	*	*	
DINOFLAGELADOS					
1	<i>Akashiwo sanguinea</i>		*		
2	<i>Ceratium dens</i>		*		
3	<i>Ceratium furca</i>	*	*	*	
4	<i>Ceratium fusus</i>	*	*		
5	<i>Ceratium</i> spp.		*		
6	<i>Dynophysis acuminata</i>	*			
7	<i>Gonyaulax</i> spp.	*	*		
8	<i>Gymnodinium catenatum</i>	*	*	*	
9	<i>Karenia</i> sp.		*		
10	<i>Metaphalacroma skogsbergii</i>		*		
11	<i>Noctiluca scintillans</i>			*	
12	<i>Protoperidinium</i> spp.	*	*	*	
13	<i>Scirpsiella trochoidea</i>	*			