



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA
DE MEXICO

FACULTAD DE CIENCIAS

EVALUACION DEL PROCESO FOTOSINTETICO EN
LA COMUNIDAD FITOPLANCTICA DE UNA ZONA
COSTERA CON ACTIVIDAD TERMoeLECTRICA
(TUXPAN, VER. MEXICO).

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL TITULO DE:

B I O L O G A

P R E S E N T A:

ANGELICA SOFIA ABUNDES MARBAN

DIRECTORA DE TESIS: DRA. MA AMPARO MARTINEZ ARROYO



DIVISION DE ESTUDIOS PROFESIONALES
FACULTAD DE CIENCIAS
SECCION 1998R



Universidad Nacional
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

Biblioteca Central



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.



UNIVERSIDAD NACIONAL
AVENIDA DE
MEXICO

M. en C. Virginia Abrín Batule
Jefe de la División de Estudios Profesionales de la
Facultad de Ciencias
Presente

Comunicamos a usted que hemos revisado el trabajo de Tesis: Evaluación del proceso fotosintético en la comunidad fitoplanctica de una zona costera con actividad termoeléctrica (Tuxpan, Ver. México).

realizado por P. de B. Angélica Sofía Abundes Marbán

con número de cuenta 8422237-0 , pasante de la carrera de Biología

Dicho trabajo cuenta con nuestro voto aprobatorio.

Atentamente

Director de Tesis

Propietario Dra. Ma. Amparo Martínez Arroyo

Propietario Dra. Irma Aurora Rosas Pérez

Propietario Biol. Ma. de los Angeles Aida Téllez Velasco

Suplente Biol. Ma. de Lourdes Barbosa Saldaña

Suplente Biol. Heriberto Iván Rosado Bravo

FACULTAD DE CIENCIAS

Consejo Departamental de Biología

Edna M. Suarez D.

DRA. EDNA MARIA SUAREZ DIAZ

DEPARTAMENTO
DE BIOLOGIA

DEDICATORIA

Dedico este trabajo a mis padres Eloy Abundes Ch. y Angelina Marbán M. por todo el apoyo, comprensión y por todo el amor que incondicionalmente me han ofrecido toda la vida, gracias por su energía y presencia siempre cálida.

A mis hermanos: Tere, Carmen, Heri y Ramón, por su amistad, cariño y consejos, porque el convivir con ellos me ha permitido conocer y disfrutar muchas cosas gratas de la vida, gracias por animarme a seguir adelante a pesar de las dificultades.

A mi nene Erick por toda la felicidad que me ha dado desde que llegó a este mundo.

A mi compañero Iván dedico este trabajo por su apreciable apoyo y ánimo para seguir adelante, porque juntos hemos descubierto mundos inconsistentes y tenaces, y juntos hemos experimentado emociones intensas y sublimes, gracias por tu amor, tu sensibilidad y entusiasmo por la naturaleza.

A mi amiga y hermana Frida por que su incondicional amistad y cariño me han fortalecido, ofreciéndome siempre su apoyo y su energía, además porque compartimos los mismos ideales, y estoy convencida que un día no muy lejano los podremos ver hechos realidad.

A mis amigos y compañeros de URION: Kitty, Genovevo y Adriana por su entusiasmo y cariño.

A mis amigos Francisco Gómez (Paco) e Ignacio González (Nacho) porque han pasado a ser parte importante de mi vida, pues hemos luchado por superar momentos tristes y aprendido a disfrutar los momentos felices. Gracia por su amistad y alegría.

A ti Costita donde quiera que estes, nunca te olvidaré.

RECONOCIMIENTOS

Presento mi reconocimiento a la Dra. Amparo Martínez Arroyo por brindarme su apoyo profesional y material, y a su perseverancia durante el desarrollo de este trabajo, pero sobre todo por el optimismo y confianza depositada en mi.

Así mismo, extiendo mi reconocimiento a la Dra. Irma Rosas Pérez por su apoyo profesional incondicional, al aportar acertados y valiosos comentarios sobre este trabajo.

De la misma manera a la Biol. Aida Téllez V. por favorecer mi trabajo con su interés y asesoría profesional incondicional.

Agradezco a la Biol. Lourdes Barbosa S. y al Biol. H. Iván Rosado B., ya que su experiencia y conocimientos, permitieron hacer acertadas observaciones y críticas que contribuyeron a enriquecer mi trabajo.

Agradezco a la Química Ana María Rocha por su participación, interés académico y consejos en el desempeño del trabajo.

Además deseo reconocer y agradecer el apoyo del Centro de Ciencias de la Atmósfera por brindarme materiales y espacio para trabajar, y de manera especial al señor Francisco García (Don Panchito), al Químico Omar Amador y a Carlos Contreras, pues siempre me sacaron de apuros.

A los compañeros de la central termoelectrónica "Adolfo López Mateos" en Tuxpan, Veracruz, Ing. Ham Zamudio, a Ramón, Nicolás, Socorro, y a todos aquellos que nos prestaron atención, deseo expresar mi reconocimiento por las facilidades otorgadas durante la fase experimental en las instalaciones de la central, pero sobre todo por el trato tan cálido que recibió el equipo de trabajo.

A los compañeros de Ciencia y Sociedad del grupo de pesquerías de la Facultad de Ciencias, por brindarme su apoyo y espacio de trabajo durante el desarrollo de mi tesis.

INDICE

Resumen.....	1
Introducción	2
Objetivos.....	5
1 Antecedentes.....	6
Investigaciones sobre la relación Fotosíntesis-Irradiancia.....	6
Efecto de las descargas térmicas sobre el fitoplancton.....	7
2 Area de Estudio.....	8
Geomorfología.....	8
Clima.....	8
Hidrología.....	8
Oceanografía.....	9
Corrientes oceánicas.....	9
Vientos.....	9
Mareas.....	10
Aspectos biológicos.....	10
Flora.....	10
Fauna.....	10
Características de las Estaciones de muestreo.....	12
3 Materiales y Métodos.....	14
Trabajo de Campo.....	14
Trabajo de Laboratorio.....	14
Trabajo de Gabinete.....	17
4 Resultados.....	19
Factores fisicoquímicos.....	19
Luz.....	19
Temperatura.....	19
Nutrimentos.....	19
Clorofila a y Feofitinas.....	20
Grupotaxonómicos.....	21
Abundancia.....	21
Riqueza de especies.....	22
Experimentos.....	23
Tipo 1: Botellas DBO.....	24
Tipo 2: Parámetros de las curvas de Fotosíntesis-Irradiancia.....	24
5 Discusión.....	25

Factores fisicoquímicos limitantes de la producción fitoplanctica.....	25
Clorofila a y Feofitinas.....	27
Abundancia.....	28
Riqueza de especies.....	29
Experimentos.....	30
Tipo 1: Botellas DBO.....	30
Tipo 2: Parámetros de las curvas de Fotosíntesis-Irradiancia.....	30
Estación 1: Curva F-I: a.....	31
Estación 2: Curva F-I: b.....	32
Estación 3: Curva F-I: c.....	32
Estación 3: Curva F-I: d.....	33
Estación 3: Curva F-I: e.....	33
Estación 1: Curva F-I: f.....	34
Influencia del efluente térmico sobre la comunidad fitoplanctica.....	34
Conclusiones.....	36
Literatura citada.....	37
anx Figuras.....	48
anx Tablas.....	63
Anexo.....	71
Descripción de los parámetros de las curvas de Fotosíntesis-Irradiancia.....	71
anx Esquema general de las instalaciones de la Central termoeléctrica.....	73

INDICE DE FIGURAS

- Figura 1.....Curva teórica de Fotosíntesis-Irradiancia.
- Figura 2.....Localización del área de estudio
- Figura 3.....Ubicación de la Central Termoeléctrica y de las estaciones de muestreo.
- Figura 4.....Incidencia de luz solar en dos estratos de la columna de agua.
- Figura 5.....Temperatura del agua durante los meses y estaciones de muestreo en Tuxpan, Ver (1993-1994).
- Figura 6.....Distribución de temperatura del agua a diferentes profundidades y a través de la línea de costa (pluma térmica) en julio de 1994.
- Figura 7.....Distribución de oxígeno del agua a diferentes profundidades y a través de la línea de costa en julio de 1994.
- Figura 8.....Concentración de nutrientes básicos en el agua durante los meses de muestreo
- Figura 9.....Concentración de clorofila a y feofitinas en el agua durante los meses de muestreo.
- Figura 10.....Abundancia fitoplanctica registrada durante los experimentos.
- Figura 11.....Abundancia fitoplanctica total registrada por estación y muestreo durante los experimentos.
- Figura 12.....Riqueza de especies por estación en las muestras para experimentación
- Esquemas de las especies observadas durante los experimentos
- Figura 13.....Esquemas de Diatomeas Pennadas
- Figura 13a.....*Licmophora* sp
- Figura 13b.....*Navicula* sp
- Figura 13c.....*Thalassiosinema* sp
- Figura 13d.....*Cymatosira* sp

Figura 14.....	Esquemas de Diatomeas Centricas
Figura 14a.....	<i>Thalassiosira</i> sp
Figura 14b.....	<i>Coscinodiscus</i> sp
Figura 14c.....	<i>Chaetoceros</i> sp
Figura 14d.....	<i>Guinardia</i> sp
Figura15.....	Esquemas de Dinoflagelados
Figura 15a.....	<i>Protoperidinium</i> sp
Figura 15b.....	<i>Prorocentrum</i> sp
Figura 15c.....	<i>Ceratium</i> sp
Figura 16a.....	Esquema de Coccolitoforido
Figura 16b.....	Esquema de Fitoflagelado
Figura 16c.....	Esquema de Cianofita
Figura 17.....	Especies más abundantes en los canales de entrada y salida en la central termoeléctrica.
Figura 18.....	Curvas de Fotosíntesis-irradiancia en la zona de influencia de la Central Termoeléctrica "Adolfo López Mateos", Tuxpan, Ver.
Figura 18a.....	Estación 1 (octubre) matutino (experimento III)
Figura 18b.....	Estación 2 (octubre) matutino (experimento V)
Figura 18c.....	Estación 3 (octubre) matutino (experimento IX)
Figura 18d.....	Estación 3 (octubre) vespertino (experimento X)
Figura 18e.....	Estación 3 (julio) matutino (experimento VII)
Figura 18f.....	Estación 4 (octubre) vespertino (experimento XII)

INDICE DE TABLAS

Tabla 1a, b, c y d.....Parámetros fisicoquímicos del agua registrados en las estaciones de muestreo de la Central Termoeléctrica

Tabla 2.....Temperatura del agua, concentración de clorofilas y feofitinas y diferencia de temperatura entre el canal de entrada y el de salida.

Tabla 3.....Lista taxonómica de especies presentes en la zona costera de Tuxpan, Ver.

Tabla 4.....Valores promedio de la abundancia fitoplanctica por estación.

Tabla 5.....Valores promedio de la abundancia fitoplanctica mensual total en la zona de estudio.

Tabla 6.....Riqueza de especies de fitoplancton por grupo en cada estación.

Tabla 7.....Promedio mensual de especies de fitoplancton

Tabla 8.....Especies registradas en las muestras empleadas en los experimentos de Fotosíntesis-irradiancia.

Tabla 8a.....Especies registradas en las muestras empleadas en los experimentos de Fotosíntesis-irradiancia.

Tabla 9.....Parámetros de las curvas de Fotosíntesis-irradiancia, Tuxpan, Ver.

RESUMEN

En este estudio se analizaron algunos aspectos de la fotosíntesis de la comunidad de fitoplancton marino para conocer su respuesta a diferentes intensidades luminosas, en experimentos *in vitro*. El área de trabajo se localiza en la parte centro-oeste del Golfo de México, específicamente en el área costera con influencia de la central termoeléctrica "Adolfo López Mateos" en Tuxpan, Ver. México (21°03' N y 97°03' W). Se realizaron cinco muestreos en los meses de junio y diciembre de 1993 y abril, julio y octubre de 1994, durante cinco días cada uno. Se registraron los parámetros físico-químicos básicos (oxígeno, temperatura, pH, luz) y se colectaron muestras de fitoplancton para experimentación durante la mañana y la tarde. Se establecieron cuatro estaciones de trabajo con y sin influencia del efluente de la planta termoeléctrica: estación 1 (Canal de entrada), estación 2 (La Boya), estación 3 (Frente al canal de descarga) y estación 4 (Canal de descarga). La temperatura registrada en el área osciló entre 23.5 y 36° C, la diferencia de temperatura entre las estaciones fue de 5 a 10° C. Respecto a los grupos fitoplancticos se encontraron 5 divisiones, 8 clases y 93 especies. El grupo que predominó fue el de las Diatomeas, principalmente pennadas; las Cianofitas resistieron altas temperaturas, los Dinoflagelados presentaron más sensibilidad a la temperatura, cambios de luz y turbulencia. La abundancia fitoplanctica presentó ligeras variaciones al paso por el sistema de enfriamiento de la planta, también hubo variaciones en la cantidad de organismos por especie en el efluente. La clorofila "a" tuvo una concentración promedio similar a la de otros estudios reportados para la zona (1.7 – 3.6 $\mu\text{g l}^{-1}$).

Las curvas de fotosíntesis-irradiancia (F-I) indicaron que las estaciones sin influencia del canal de descarga 1 y 2 registraron mayor producción de oxígeno y mejor respuesta en bajas intensidades luminosas en el mes de julio, aunque en octubre presentaron menos producciones de oxígeno y fotoinhibición. En la estación 3 que es zona de mezcla, se observaron variaciones en la producción de oxígeno y fotoinhibición. En la estación 4 se presentó la producción de oxígeno más baja y fotoinhibición mostrando baja eficiencia y capacidad fotosintética.

Las mediciones de temperatura y oxígeno a lo largo de la línea de costa en zonas adyacentes a la central termoeléctrica, revelaron estratificación de la columna de agua, pero no fue posible determinar los efectos sobre el fitoplancton.

De acuerdo a los resultados obtenidos la temperatura, la luz disponible y la historia de vida de los organismos influyeron en la respuesta fotosintética de muestras de comunidades algales provenientes de diferentes ambientes térmicos.

INTRODUCCION

La fotosíntesis es un proceso coordinado en el que operan una serie de reacciones bioquímicas y biofísicas, en los cloroplastos de las plantas y algas, que propician la absorción de fotones provenientes de la energía solar, transformándola en energía química, utilizando como fuente energética el ATP y NADPH sintetizados previamente (Geider y osbome, 1993). En este proceso se producen moléculas orgánicas fundamentales a partir de materiales inorgánicos como CO₂, H₂O, iones fosfato y nitrato; algunos de los productos de síntesis más importantes son los carbohidratos y el oxígeno (Nybakken, 1988). Los organismos heterótrofos utilizan el oxígeno formado para degradar dichos productos orgánicos hasta CO₂ a fin de producir ATP para sus actividades, el gas es devuelto a la atmósfera y disuelto en el agua para la respiración de plantas y animales acuáticos, así es nuevamente incorporado a compuestos orgánicos estables (Lehninger, 1989; Laws, 1993).

La fotosíntesis es esencial para la vida en nuestro planeta, ya que regula el contenido de O₂ y CO₂ en la atmósfera y mantiene el adecuado funcionamiento de todos los ecosistemas a través de la captación por parte de los organismos terrestres y marinos de una parte de la energía radiante que llega a la tierra, dentro del espectro de luz que va del violeta al rojo (400-750 nm). Otra parte de esa energía es reflejada por la superficie del océano, el desierto, etc.

La cantidad total de abundancia producida anualmente por los organismos fotosintéticos es de aproximadamente 2×10^{11} toneladas de materia orgánica, de ésta el 40 % es sintetizada en los mares por el fitoplancton (Hall, 1983). En los océanos del mundo el fitoplancton y las macroalgas están ampliamente distribuidos, sin embargo, el fitoplancton pelágico es el responsable del 95 % de la producción primaria marina (Nybakken, 1988).

Estos organismos mantienen la estructura y dinámica de los ecosistemas marinos, proporcionando oxígeno y nutrientes formando la base de la red alimenticia (Tait, 1987). La eficiencia ecológica bruta de un nivel trófico a otro es del 10 %, y el resto se pierde por otros procesos físicos. De esta forma si la producción del fitoplancton se estima en más de 20 000 millones de toneladas de carbón, esto se va reduciendo en un 90 % a medida que asciende en el nivel trófico (Suárez y Gasca, 1989).

Sin embargo, existen diferencias en la distribución y actividad fotosintética de los organismos, esto puede cambiar durante el día o estacionalmente, debido a la influencia de factores físicos y químicos del ambiente, tales como los movimientos del agua, la temperatura, concentración de moléculas inorgánicas como el oxígeno, dióxido de carbono, nitratos, fosfatos, silicatos, (Whittaker, 1970 y Sand-Jensen, 1989). La luz es el factor más importante que determina la producción primaria y la distribución del fitoplancton en las capas superiores de la columna de agua pero la disponibilidad de luz es afectada por la concentración de material y partículas disueltas en el agua (Thompson *et al*, 1991).

Por lo tanto, la producción fitoplanctónica depende en gran medida de la

cantidad de luz disponible, por ejemplo, la tasa fotosintética es alta en niveles intermedios de luz y decrece cuando la intensidad luminosa aumenta o disminuye, provocando saturación o fotoinhibición del aparato fotosintético (Nybakken, 1988). Los organismos de cada especie tienen diferentes tasas fotosintéticas en distintas intensidades de luz, cada una con una intensidad óptima para la fotosíntesis máxima. Estas respuestas pueden representarse por medio de la gráfica de fotosíntesis-irradiancia (F-I). Estas curvas juegan un papel central en la medición, modelo y predicción de la fotosíntesis algal, así como en la evaluación de cambios en los procesos fisiológicos dentro y entre las especies, esto proporciona información importante sobre el funcionamiento de varios componentes del aparato fotosintético y su respuesta a las variables del ambiente. Por ejemplo, la pendiente inicial frecuentemente determina la eficiencia de utilización de luz capturada y la tasa máxima de fotosíntesis determina la capacidad del sistema fotosintético para fijar Carbono y responder a las diferentes temperaturas (Fig.1). Los principios matemáticos básicos de la curva F-I fueron formulados por Blackman (1905), y posteriormente reformulados y corregidos por diversos investigadores, que han intentado encontrar la expresión matemática adecuada para explicar la relación fotosíntesis-irradiancia, tales como Baly (1935), Smith (1936), Talling (1957), Webb *et al* (1974), Jassby and Platt (1976), Prioul and Chartier (1977), Bannister (1979), Chalker (1980), Levérenz (1987 y 1988), Leverenz *et al* (1990); sin embargo, muchas de estas ecuaciones no se basan en los mecanismos de la fotosíntesis. Henley (1993) encontró que la ecuación propuesta por Webb *et al* (1974), describe satisfactoriamente las curvas fotosíntesis-irradiancia en un amplio intervalo de sistemas fitoplanctónicos, de igual manera, la ecuación que obtuvieron Platt *et al* (1980) describe la tasa fotosintética y la fotoinhibición adecuadamente (Kirk, 1994).

La temperatura es otro factor que regula el proceso fotosintético y la tasa de crecimiento de las especies de fitoplancton (Chen, 1992; Davison, 1991), estas tienen una capacidad de respuesta a los cambios graduales del ambiente, a través de la aclimatación y la adaptación (Tait, 1987), excepto en aquellos casos en donde la carga de ciertos contaminantes es muy fuerte.

Las diferentes presiones que ejerce el hombre con actividades productivas pueden modificar dramáticamente la composición de la comunidad algal (Bienfang and Johnson, 1980; Chen, 1992 y Laws, 1993). Una de estas actividades es la implantación de Centrales termoeléctricas a lo largo de las costas, pues requieren grandes volúmenes de agua marina para la formación de vapor, indispensable para el funcionamiento de la turbina y posterior generación de energía eléctrica. Parte del agua extraída es usada para enfriar el sistema de condensación; el plancton que pasa a través del sistema está sujeto a una aguda presión térmica, química y mecánica (Morgan and Stross, 1969; Briand, 1975). El agua es descargada al mar a temperaturas elevadas entre 6 y 10°C, según la estación del año (Warinner and Brehmer, 1966; Hirayama and Hirano, 1970; Brook and Baker, 1972; Briand, 1975; C.F.E, 1990; Ambrogi and Vitali, 1992). Como consecuencia de la contaminación térmica, las capas inferiores del agua pueden desoxigenarse, acumular bastante materia orgánica y contaminarse; se reduce la mezcla vertical por estratificación térmica, disminuyendo la concentración de nutrientes en la superficie (Whittaker, 1970). Esto puede disminuir o inhibir la capacidad fotosintética de las algas y su tasa de crecimiento (Chen, 1992); modificar su período reproductivo (Brook and Baker,

1972), así como la riqueza de las especies (Briand, 1975). Se propicia la dominancia de las algas verde-azules por su alta resistencia a elevadas temperaturas, la activación de sustancias tóxicas (Fundación Natura, 1991) y disminución de la abundancia (por ejemplo, 1.6×10^{17} células al año fueron destruidas en dos centrales, con un porcentaje de mortalidad del 41.7 % , según el estudio de Briand, 1975).

En México existen lugares que pueden presentar situaciones de esta índole; en el litoral del Pacífico se encuentran más de 20 termoeléctricas distribuidas en los diferentes estados, desde Baja California hasta el Golfo de Tehuantepec, Oax. En el Golfo de México hay aproximadamente 22 plantas generadoras de energía eléctrica, desde Tampico hasta la península de Yucatán (García y Falcon, 1989; Inst. de Geogr., 1990), las cuales presentan diferentes dimensiones y demandas. Estas inciden de distinta manera sobre la distribución y abundancia de los diferentes taxa que dependen directa o indirectamente de la presencia del fitoplancton; repercutiendo sobre las pesquerías ribereñas de escama y camarón.

De tal manera el presente estudio pretende contribuir al conocimiento sobre el grado de influencia de la descarga térmica de la Central Termoeléctrica "Adolfo López Mateos" sobre la capacidad fotosintética del fitoplancton en función de diferentes intensidades luminosas.

OBJETIVO GENERAL:

Evaluar el proceso fotosintético en la comunidad fitoplanctica de una zona costera que recibe el efluente de una planta termoeléctrica, mediante bioensayos *in vitro* y complementado con la abundancia y riqueza de especies en el campo.

OBJETIVOS ESPECIFICOS:

- Determinar los principales grupos taxonómicos y riqueza de especies de microalgas costeras presentes en la zona de estudio.
- Estimar la abundancia fitoplanctica de la comunidad y contenido de clorofilas presentes en las muestras de la zona de estudio.
- Medir las variables fisicoquímicas que pueden actuar como factores limitantes de la producción fitoplanctica.
- Obtener experimentalmente las curvas de fotosíntesis-irradiancia (F-I) para la comunidad algal de las diferentes estaciones de muestreo a una temperatura constante (la registrada en el campo).
- Comparar las curvas de fotosíntesis-irradiancia de comunidades con shock térmico previo, y en condiciones naturales no perturbadas.
- Relacionar el comportamiento de las curvas F-I con los datos de abundancia, riqueza de especies y parámetros fisicoquímicos.

ANTECEDENTES

A través del tiempo se han desarrollado diversas investigaciones, con el fin de conocer las características y la respuesta de la fotosíntesis en las comunidades y poblaciones fitopláncticas, en diferentes condiciones ambientales y bioensayos en laboratorio. Esto ha hecho posible la caracterización de las regiones litorales como productivas y poco productivas, con dicha información se han definido las zonas de mayor potencial pesquero.

Los estudios de fitoplancton marino en México se encuentran poco desarrollados, los trabajos existentes son recientes, y están orientados para épocas particulares y a regiones potencialmente productivas, tales como costas de Baja California, Golfo de California, Golfo de Tehuantepec y Sonda de Campeche (Hernández 1993).

Para la zona del Golfo de México no se conocen trabajos tendientes a conocer el comportamiento de los procesos fotosintéticos, relacionados con la irradiancia en comunidades fitopláncticas perturbadas por efluentes térmicos. Las investigaciones publicadas son limitadas y generadas con especies y/o comunidades encontradas bajo condiciones naturales en regiones más productivas.

Investigaciones sobre la relación Fotosíntesis-Irradiancia

Gaxiola y Alvarez (1984 y 1986) y Abrajan y Alvarez (1987) determinaron la relación fotosíntesis-irradiancia en el fitoplancton de aguas costeras en regiones templadas y tropicales de la costa norte del Pacífico mexicano.

En otros países se han llevado a cabo investigaciones acerca de la relación fotosíntesis-irradiancia que presentan las comunidades naturales de fitoplancton.

Gargas and Nielsen (1976), Marra (1978) y Lewis and Smith (1983) determinaron la tasa fotosintética como una función de la irradiancia, por medio de experimentos para conocer los parámetros de fotosíntesis-irradiancia, considerando las variaciones que se dan en incubaciones breves y simulando las condiciones naturales en laboratorio.

Blanchard y Montagna (1992) llevaron a cabo un estudio con microfitoplancton bentónico, para establecer la relación entre los factores del ambiente y los parámetros de la fotosíntesis-irradiancia (eficiencia y capacidad fotosintética).

Mientras tanto, otros autores enfocaron sus investigaciones en la fotoinhibición durante el proceso fotosintético, como una función de la luz y el tiempo (Takahashi *et al.*, 1971 y Platt *et al.*, 1980).

La aportación de los trabajos anteriores fue importante para Henley (1993) que analizó y resumió la información disponible, la cual fue generada por diversos investigadores, quienes establecieron por medio de mediciones e interpretación de las curvas de fotosíntesis-irradiancia en las comunidades algales, que el mecanismo fotosintético es una función de la intensidad luminosa, analizado bajo el contexto de los cambios periódicos y la fotoinhibición.

Por otro lado, Riisgard (1981), Collins y Boylen (1982), Meeson y Sweeney (1982) reportaron que la temperatura y la luz afectan la tasa fotosintética así como

el crecimiento del fitoplancton.

Efecto de las descargas térmicas sobre el fitoplancton

Es común que las comunidades fitopláncticas se enfrenten a perturbaciones de diversa índole, con el desarrollo de la industria en zonas costeras, debido a ello se han orientado las investigaciones para conocer el efecto de los efluentes sobre su ecología y fisiología.

Thorhaug (1974), Kolhmainen *et al.* (1975) y Nugent (1979), reportaron el incremento de temperatura que sufre el agua en las plantas termoeléctricas en regiones tropicales y subtropicales. Warinner-Brehmer (1966); Morgan and Stross (1969), Gerchakov *et al.* (1971), Roessler (1971), Gurtz and Weiss (1972), Fox and Moyer (1973), Smith *et al.* (1974), Kreh and Derwort, (1976), Khalansky (1978), Stuart and Stanford (1978), Ioannilli *et al.* (1979), Bordet (1980), Keskitalo (1987), y Arru *et al.* (1989) hicieron observaciones en muestreos y bioensayos, para identificar qué efectos provoca un efluente térmico proveniente de una central termoeléctrica sobre las comunidades marinas de fitoplancton, para conocer la eficiencia del metabolismo fotosintético y las tasas de fijación de carbono, considerando el tipo de daño y la intervención de los factores ambientales. González (1995) llevó a cabo una serie de experimentos para evaluar la capacidad fotosintética del fitoplancton aplicando diferentes temperaturas de incubación, dentro del mismo proyecto en el que se desarrolló este estudio.

Por otro lado, los cambios en las tasas fotosintéticas por la exposición repentina a alta temperatura, presión química y mecánica, también han sido evaluados por medio de las concentraciones de clorofila *a*, feofitina, niveles de ATP y las tasas de fijación de carbono (Takesue and Tsuruta, 1978; Reetz, 1979 y Bienfang and Johnson, 1980). Por su parte, Hirayama and Hirano (1970) desarrollaron un estudio para probar el efecto de las descargas de agua caliente y la concentración de cloro, proveniente de una central termoeléctrica sobre el crecimiento y la fotosíntesis en dos especies de fitoplancton.

Con el análisis de la distribución espacial, abundancia, diversidad y crecimiento en las comunidades algales que tuvieron influencia de efluentes térmicos, se han logrado explicar algunos cambios metabólicos, que inciden directamente sobre la estructura, dinámica y eficiencia de los ecosistemas costeros (Briand, 1975; Kerambrun, 1978; Langford, 1990; Ambrogi and Vitali, 1992; Chen, 1992).

AREA DE ESTUDIO

El área de estudio corresponde a la zona centro-oeste del Golfo de México, localizada al noreste de Veracruz, en el municipio de Tuxpan, limita con los municipios de Temapache, Tamiahua, Tihuatlán y Poza Rica (INEGI, 1981). La zona elegida se ubica en el área de influencia de la Central Termoeléctrica "Adolfo López Mateos", corresponde al frente marino de la Isla Potrereros, localizada al norte de la desembocadura del río Tuxpan (Pantepec); sus coordenadas geográficas son: 20°57'30" y 21°03'30" Latitud Norte y 97°17'30" y 97°20'30" Longitud Oeste. Dicha zona pertenece a la provincia fisiográfica de la llanura del Golfo Norte y a la subprovincia de las llanuras y lomeríos (C.F.E., 1989) (Fig.2).

Geomorfología

Con respecto a la Geomorfología marina, el punto elegido pertenece a la Provincia 4 de las 7 que existen en el Golfo de México, para caracterizarlo de acuerdo a la amplitud y tipo de sedimentos de la plataforma continental, (De la Lanza and Pica, 1991). La provincia 4 se extiende desde el Delta del río Bravo, (con 70 a 80 km de amplitud) hasta el paralelo 20 en donde cambia de sentido para dirigirse hacia la Sonda de Campeche; conforme se acerca al sur la plataforma se va angostando; se compone de lodos terrígenos y limos arenosos cerca de la costa, con menos del 25% de carbonatos (Aguilar, 1993).

Clima

El clima predominante en la región es Ax'(W1)(e)W", que corresponde al más húmedo de los cálidos subhúmedos, presentando lluvias en verano y en invierno, menor de 10.2 % de la anual (7.7% de lluvia invernal) (García, 1988).

La precipitación de noviembre a abril fluctúa de 250 a 300 mm (de 30 a 59 días con lluvia) y de mayo a octubre de 1000 a 1200 mm (de 60 a 89 días con lluvia). La precipitación media anual es de 1375 mm (INEGI:e y f, 1981). La temperatura media anual es de 24.8 °C, con una oscilación de 8.5 °C anual de las temperaturas medias mensuales (García, 1988).

Hidrología

Los estudios hidrológicos de la región establecen que los principales ríos nacen en la Sierra Madre Oriental y drenan hacia el Golfo de México. Esta área forma parte de la región hidrológica 27, llamada Tuxpan-Nautla (INEGI:c, 1981).

El río Tuxpan nace en el Estado de Hidalgo, con el nombre de Pantepec, los ríos que lo alimentan por su margen izquierda son los ríos Blanco y Pahuatlán, y por el norte el río Vinazco es su principal aportador; hacia el este sobre la planicie costera, toma el nombre de río Tuxpan, desemboca en el Golfo en la Barra de Tuxpan, donde por su margen derecha forma el estero de Jacome. Las lluvias altas registradas en la planicie originan que los ríos y arroyos sufran

desbordamientos que llenan las depresiones existentes, las lagunas y esteros como la de Tamiahua al noreste y la de Tampamachoco al sureste; existe un canal natural que une a ambas lagunas con salida directa al mar, en el punto en que se localiza el estero de Milpas; frente a esta franja litoral se ubica el arrecife Tuxpan, Tanhujo y el de En medio, así como el de Isla Lobos (INEGI:d, 1891).

Oceanografía:

Corrientes oceánicas

Con respecto a la dinámica de las corrientes oceánicas, el Golfo depende directamente de la Corriente Norecuatorial que presenta características especiales, tales como aguas cálidas que alcanzan de 28 a 29 °C en verano y 25 y 26 °C en invierno, con una salinidad elevada de 36.7 p.p.m., provocando la formación de la Corriente Lazo al este y la del Golfo al oeste. La corriente Lazo penetra por el Canal de Yucatán, desplazándose hacia el oeste, sobre el Banco de Campeche y la Fosa de Sigsbee, y sale al Atlántico por el estrecho de Florida, donde se ramifica (Leipper, 1970). A su paso por la cuenca del Golfo, la masa de agua produce giros o anillos anticiclónicos que presentan aguas salinas y cálidas, estas se mueven a favor de las manecillas del reloj y representan zonas de hundimiento (Bogdanov, 1965). El movimiento hacia el oeste de los anticiclones tiene velocidades promedio de 3.7 a 5.7 y 2.1 km/día (Cochrane, 1972 y Elliot (1982). Los anticiclones provocan en las aguas adyacentes remolinos o giros ciclónicos al norte y al sur, con intensidad y temperaturas más bajas que la de los anticiclones de 20 °C aproximadamente, los cuales suelen dirigirse hacia el oeste del Golfo donde posteriormente desaparecen (Merrell and Morrison, 1981). Los giros ciclónicos desde el punto de vista de la productividad oceánica son los más importantes, pues producen surgencias de masas de aguas profundas ricas en nutrimentos (Leipper, 1970).

La dirección de la corriente del Golfo prevalece sin cambio significativo durante todo el año, pero su velocidad cambia levemente, siendo mayor en verano y menor en invierno, ya que es en esta época cuando se presentan los nortes aumentando la contracorriente del Golfo (Dávila, 1993).

Vientos

El patrón de vientos en los seis meses cálidos del año (abril-septiembre) se establece con vientos dominantes del este; la zona de los alisios aumenta de intensidad, latitud y altitud quedando todo el país bajo la influencia de estos vientos, con dirección general de noreste a suroeste.

En los seis meses fríos del año (octubre-marzo), tanto la faja subtropical de alta presión como la zona de los alisios, se desplazan al sur dominando los vientos del oeste en el norte; éstos en las alturas son menos húmedos con respecto a los alisios, y son responsables de la sequía que predomina en este tiempo. En invierno los vientos del oeste traen en sus corrientes vórtices fríos y depresiones cíclicas que afectan al norte de México y en ocasiones la Altiplanicie Mexicana (Dávila, 1993).

La temporada de nortes es generalmente de noviembre a marzo; los vientos se comportan más violentos, veloces y fríos de diciembre a febrero, pueden alcanzar velocidades desde 50 hasta 100 km/hr. Los nortes son generados debido a que los vientos alisios son interrumpidos por los vientos del norte (aire polar), que se desplazan hacia el sur a través de Estados Unidos y el sur de Canadá. El tiempo máximo que duran es de dos días, pero las fuertes tormentas pueden durar hasta cuatro días provocando lluvias y un fuerte descenso de la temperatura.

Los huracanes o ciclones tropicales son vientos fuertes que sobrepasan los 120 km/hr, así como lluvias intensas que registran hasta 1000 mm, principalmente en junio y julio, repitiéndose a finales de septiembre y octubre, viajan hacia el noroeste del Mar Caribe o hacia el noreste, atravesando la Península de Yucatán hacia el Golfo de México disipándose sobre las costas de Estados Unidos (De la Lanza y Pica, 1991).

Mareas

El tipo de marea que presenta la región de Tuxpan es la "marea diurna", caracterizada por un pleamar y una bajamar cada día lunar (C.F.E. 1989).

ASPECTOS BIOLÓGICOS:

Flora

La comunidad vegetal representativa es la selva mediana subcaducifolia, selva de Galería, vegetación halófila, pastizal cultivado y la comunidad acuática representada por manglar y Tular-Popal (INEGI, 1988).

La vegetación acuática se caracteriza por presentar agrupaciones como la de: *Cyperus articulatus*, *Pontederia sagitata*, *Eleocharis interstincta*, *Nympha ampla*, *Pistia stratiotes*, *Eicchernia crassipes*, etc. La vegetación litoral presenta especies que pertenecen a las divisiones: Chlorophyta, Phaeophycophyta, y Rhodophycophyta. De las microalgas litorales la C.F.E. (1989) reporta las familias y especies: Coscinodisceae (*Coscinodiscus perforatus*, *C. Oculus*, *C. neoradiatus*); Solenieae; Chaetocereae (*Chaetoceros affinis*, *C. decipiens*, *C. affinis*, *C. diversus*, *C. compressus*); Biddulphiaeae (*Biddulphia sinensis*, *B. Sinensis*); Tabellariaeae (*Tabellaria frenestata*); Diatomaceae; Naviculoideae (*Navicula cuspidata*); Nitzschioideae (*Nitzschia longissima*, *N. Sicula*, *N. Pungens*, *N. Sigma*, *N. Closterium*), etc.

Fauna

Las especies de peces reportadas han sido mojarrón (*Conodon nobilis*), mojarra plateada (*Eucinostomus melanopterus*), cuatete (*Bagre marinus*), lisa cabezona (*Mugil curema*), lisa (*M. curema*), jurel (*Caranx hippos*), pampanito (*Selene vomer*), pargo manchado (*Lutjanus griseus*), roncador (*Haemulon cyurus*), el zopilotillo (*Paprilus paru*) y chucumite (*Centropomus sp.*) (Chávez, 1977).

De la comunidad zooplanctica se registraron las familias: Tintinnidae (*Tintinopsis angulata*, *T. Butschlii*); Campanularidae (*Obelia* sp1), Littorinidae (*Littorina* sp); Cyclopidae (*Caligus rapax*, *Corycaeus clausi*); Balanidae (*Balanus balanoides*, *B. Eburneus*); Squillidae (*Squilla neglecta*).

Entre las especies de macrocrustáceos más representativas se encuentran el camarón blanco (*Penaeus setiferus*), café (*P. aztecus*), y el camarón de roca (*Sicyonia brevirostris*), cangrejos (*Macrobrachium acanthurus*), las jaibas (*Callinectes exasperatus*, *C. similis*, *C. sapidus*), y el ostión (*Crassostrea virginica*) (C.F.E. 1989; Cárdenas, 1992).

CARACTERISTICAS DE LAS ESTACIONES DE MUESTREO

ESTACION 1 (CANAL DE ENTRADA)

Es un área semicerrada artificialmente por una escollera, existe comunicación moderada con aguas costeras, presenta una corriente interna e inversa, producida por una bomba succionadora que lleva el agua marina hacia el interior de la planta, la profundidad es de aproximadamente 3 a 5 metros, pero puede variar.

ESTACION 2 (LA MONOBOYA)

Se encuentra aproximadamente a unos 5 kilómetros de la playa, junto a una monoboya que utiliza la planta termoeléctrica para almacenar, transportar y descargar combustible; tiene mayor influencia de las aguas oceánicas, presenta mayor profundidad y transparencia, la acción del oleaje es menor que en la playa.

ESTACION 3 (FRENTE AL CANAL DE DESCARGA)

Area cercana a la playa, aproximadamente a 200 metros, frente al canal de descarga de la central termoeléctrica, es una zona donde se mezcla el agua costera y el agua del canal de descarga, por lo tanto presenta turbulencia y sólidos en suspensión, la temperatura es variable, pero generalmente es más alta que la de las regiones adyacentes.

ESTACION 4 (CANAL DE DESCARGA)

Es el canal de descarga de la planta termoeléctrica, desecha el agua que fue utilizada para enfriar el generador de electricidad, presenta aumentos de temperatura de 5 a 10 °C con respecto a las otras estaciones.

ESTACION 5, 6, 7, 8 y 9 (PLUMA TERMICA)

Se encuentran paralelas a la línea de costa a 200 metros de la playa y rumbo al norte con respecto al canal de descarga (estación 4). La estación 5 se localiza a 500 metros de distancia de la estación 4 (canal de descarga), la estación 6 a un kilómetro, la estación 7 a 2 km, la estación 8 a 3 km y la estación 9 a 4 km

Las estaciones se encuentran localizadas paralelas a la línea de costa, aproximadamente a 2 kilómetros de la playa y con rumbo norte respecto a la planta termoeléctrica. La estación 5 está separada del canal de descarga

(estación 4) por 500 metros, las estaciones 6, 7, 8 y 9 se establecieron a un kilómetro de distancia entre ellas, por tanto, la estación 9 se encuentra separada del canal de descarga por 4,5 km.

La acción del oleaje en ésta área es constante y puede variar su intensidad, existen sólidos suspendidos y además es una zona donde se mezclan masas de agua con diferentes temperaturas, provenientes de la zona oceánica y del canal de descarga (Fig. 3).

MATERIALES Y METODO

Para la obtención de información de este estudio el trabajo se dividió en tres etapas: de campo, de laboratorio y de gabinete.

Trabajo de Campo:

Se realizaron cinco salidas en los meses junio y diciembre de 1993 y abril, julio y octubre de 1994, con una duración mínima de cinco días cada una. Se eligieron cuatro estaciones de muestreo, tomando como criterio el área de influencia de la Central Termoeléctrica.

La estación 1 en el canal de toma de agua, la estación 2 en la monoboya a 3.5 kilómetros de la Central Termoeléctrica, la estación 3 frente al canal de descarga y la estación 4 dentro del canal de descarga (Fig.3).

Los muestreos se realizaron con la ayuda de una lancha con motor fuera de borda de 45 HP. Se midieron variables fisicoquímicas básicas: oxígeno, temperatura, pH, luz en la columna de agua y profundidad. El muestreo se realizó durante la mañana (alrededor de las 9:00) y en la tarde (entre 14 y 16:00 horas), a diferentes profundidades: superficie, 1.0, 1.5, 2.0 y 3.0 metros. La concentración de oxígeno se midió con un oxímetro (YSI model 58), y electrodo polarográfico. La temperatura se midió con el sensor de temperatura integrado al electrodo, esto se hizo para las cuatro estaciones y a lo largo de la costa (pluma térmica), con rumbo norte, colindante a la zona del afluente y efluente. El pH, fue tomado con un potenciómetro digital de campo (Digi-sense Cole Parmer). La luz se cuantificó en un perfil vertical con un cuantómetro (Li-cor:LI-1000 Data logger) y un sensor esférico (Li-193SA), desde un metro sobre la superficie de agua hasta una profundidad de 3 metros bajo el agua durante los meses de muestreo.

Se colectaron muestras de agua con botella Van Dorn, a una profundidad de 0.5 y 1 metro, además red de plancton con abertura de malla de 64 μm , durante 3 minutos de arrastre a una velocidad de 0.5 m/s, las muestras se colocaron en botellas de plástico blancas de 500 y 1000 ml, y en botellas oscuras de 250 ml para realizar la cuantificación y determinación de la biomasa fitoplanctica

Trabajo de laboratorio:

Una parte del trabajo se realizó en el laboratorio de Química de la Central Termoeléctrica. Para la concentración y extracción de clorofilas se utilizó el método de Strickland y Parsons (1972), utilizando acetona al 90 % para la extracción, en la cuantificación se utilizó el método fluorométrico de Yentsch y Metzel (1963); Holm-Hansen *et al.* (1965) y Lorenzen (1966), *in vitro*. Con un fluorómetro digital Sequoia-Turner (modelo 450); y filtros de excitación de 440 nm y de emisión de 665 nm para clorofila a. El aparato fue calibrado con clorofila concentrada de la especie de alga *Anacystis nidulans* (Laboratorio Sigma).

Se fijaron de 250 a 300 ml de cada muestra con una solución de lugol con ácido acético al 10 % , (Vollenweider,1974) para el conteo celular y la identificación de especies.

En el laboratorio de Productividad Primaria del Instituto de Ciencias del Mar y Limnología se llevó a cabo el recuento celular y el estudio taxonómico, para lo

cual se empleó el método del microscopio invertido de Utermöhl (1928) (citado en Vollenweider, 1974). Las muestras se concentraron por sedimentación en los frascos donde originalmente se recolectó la muestra, y se dió un tiempo de 3 horas por centímetro de altura del frasco, posteriormente se decantó hasta 50 ml (Vollenweider, 1974), se tomó una alícuota de 2.2 ml y se realizó el conteo en una cámara con un microscopio invertido (Olympus CK), tomando cuatro transectos. Los cálculos para obtener el número de células por volumen de agua se hicieron siguiendo la fórmula de Lund *et al* (1958).

El fitoplancton fue determinado taxonómicamente a género y en algunos casos hasta especie, basándose en las claves de Paragallo and Paragallo (1965), Gemeinhardt and Schiller. (1930), Hustedt (1930), Schiller (1930), Cupp (1943), Proshkina-Laurenko (1955), Navarro (1981a), Navarro (1981b), Navarro (1982a), Navarro (1982b), Navarro, (1983), Balech (1988) y Round *et al.* (1990).

Las muestras de agua recolectadas se llevaron al Centro de Ciencias de la Atmósfera, para cuantificar los nutrientes inorgánicos básicos como nitratos (NO_3^-) amonio (NH_4^+), silicatos ($\text{Si}(\text{OH})_4$) y fosfatos. (PO_4^-). Se utilizó un auto-analizador de flujo continuo segmentado (Technicon AA-II) funcionando bajo el principio propuesto por Skeggs (1957).

Para la determinación de los nitritos se siguió el método colorimétrico, reacción nitrito-sulfanilamida en medio ácido con N(1-naftil) etilendiamina. Método desarrollado por Treguer y Le Corre (1974), que es una automatización del de Bendschneider and Robinson (1952). La capacidad de detección del método es de 0.1-40 $\mu\text{at-g/l}$; la concentración utilizada para calibración fue 2 $\mu\text{at-g NO}_2 \text{ N/l}$.

Para la determinación de nitratos se empleó la técnica modificada de Treguer y Le Corre (1974), que consiste en la reducción de nitratos a nitritos y determinación colorimétrica, usando una columna empacada con limaduras de Cadmio, recubiertas con Cobre y acondicionada con Cloruro de Amonio. La capacidad de detección del método es de 0.1-40 $\mu\text{at-g/l}$; la concentración utilizada para calibración fue 10 $\mu\text{at-g NO}_3 \text{ N/l}$.

Para el amonio se aplicó el método modificado de Reusch and Abdullah (1977) y automatización del de Solórzano (1969) para formar azul de indofenol por la reacción de Berthelot, empleando solución amortiguadora de citrato. La capacidad de detección del método es de 0.2-20 $\mu\text{at-g/l}$. La concentración utilizada para calibración fue 10 $\mu\text{at-g NH}_4 \text{ N/l}$.

Para la cuantificación de los fosfatos se utilizó el método colorimétrico modificado de Chan and Riley (1966). La reacción formó el complejo fosfomolibdato azul, reducido con ácido, la capacidad de detección del método es de 0.02-3 $\mu\text{at-g/l}$. La concentración utilizada para calibración fue 2 $\mu\text{at-g PO}_4^- \text{ P/ml}$. El método para la determinación del silicato es colorimétrico, y es una variante del método Brewer y Riley (1966); consiste en la conversión de ácido silícico a ácido b-silicomolibdico y su reducción a molibdeno azul con ácido ascórbico. El límite de detección del método es de 0.02-140 $\mu\text{at-g/l}$. La concentración utilizada para calibración fue 10 $\mu\text{at-g Si}(\text{OH})_4 \text{ Si/ml}$.

Experimentos:

La etapa experimental se llevó a cabo en el laboratorio de la Central

Termoeléctrica. Los experimentos consistieron en homogeneizar las condiciones ambientales de las microalgas provenientes de las estaciones marcadas, la única condición variable fue la intensidad luminosa. Se efectuaron dos tipos de experimentos para obtener las gráficas de fotosíntesis-irradiancia de la comunidad algal.

Experimento Tipo I

Las muestras de agua fueron obtenidas con botella Van Dorn, y colocadas en botellas D.B.O. de 300 ml en la obscuridad, para evitar la saturación del aparato fotosintético de las células (Zeeman, 1985). Para cada estación se preparó una serie de tres botellas: una clara testigo con agua de mar filtrada, una clara experimental y una oscura testigo, ambas muestras con organismos. Se probaron dos modalidades en las muestras de experimentación: algunas muestras de 100 ml se concentraron por medio de la centrifugación durante un minuto, otras sólo fueron homogeneizadas en garrafones.

Se sometieron a una agitación constante (Madden and Day, 1992) con ayuda de una plancha magnética (Peck and Uglow, 1990). Cada muestra fue expuesta a diferentes intensidades de luz blanca; por medio de un proyector (Kodak Ektagraphic III) y una serie de 8 lámparas de neón de 20 Watts cada una. Las irradiancias proporcionadas fueron: oscuridad, 400, 800, 1000 y 2000 $\mu\text{E m}^{-2} \text{s}^{-1}$ durante 15 minutos cada una.

El oxígeno formado en las botellas incubadas se midió con un oxímetro (Orion, modelo 860) (Gargas *et al.*, 1976); tomando los registros cada 3 min., para calcular la tasa de fotosíntesis.

La temperatura se controló adicionando agua fría (10-15 °C) sobre las botellas, manteniendo una temperatura constante a 28°C

Este diseño experimental se aplicó en los muestreos realizados en el mes de junio y diciembre de 1993 y de abril de 1994.

Experimento Tipo II

Durante la primera etapa de experimentación se utilizaron muestras tomadas con la botella Van Dorn, se colocaron en un lugar oscuro o semi-oscuro (Zeeman, 1985), posteriormente se tomaron 15 ml de diferentes estratos de la botella y se centrifugaron (IEC Spinette centrifuge) durante un minuto a 2300 r.p.m.. En la segunda etapa se mezclaron muestras tomadas con la red de arrastre y la botella Van Dorn. El concentrado de células se colocó en un vaso de precipitados en semi-oscuridad para reposar aproximadamente 15 minutos, y posteriormente se tomó una alícuota de 2.5 ml. Se utilizó como testigo una muestra de agua de mar filtrada.

El oxígeno producido fue medido con un oxímetro especial para muestras pequeñas (Hansatech D.W. Oxigen Electrode Units) basado su funcionamiento en el principio designado por Delieu and Walker (1981). Para la calibración del aparato se utilizó gas nitrógeno (N_2) y un graficador (Perkin-Elmer), según el método de Walker (1990).

La agitación de la muestra fue constante a 10 r.p.m., por medio de un agitador magnético conectado a una caja control. La luz fue proporcionada por un sistema de diodos de luz roja (LH7) conectados a la caja control, y por un

proyector especial de luz blanca, que forma parte del mismo sistema. Las intensidades luminosas que se manejaron para los diodos fueron: oscuridad (0%), 150 (25%), 270 (45%), 360 (60%), 480 (80%) y 600 (100%) microeinstein ($\mu\text{Em}^{-2}\text{s}^{-1}$). Con el proyector de luz blanca se utilizó una fibra óptica para concentrar la luz en la muestra, y filtros que suministraron diferentes intensidades: 252, 604, 1116, 1851 y 2158 ($\mu\text{Em}^{-2}\text{s}^{-1}$). Para determinar la cantidad de luz se utilizó un sensor plano (Underwater quantum sensor 192 de Li-cor).

Se colocaron 2.5 ml de muestra en la cámara oscura de incubación, y se burbujó gas Nitrógeno durante 0.5 minutos para disminuir el nivel de oxígeno disuelto en el agua; posteriormente, se sometió a oscuridad total durante 15 min, registrando los cambios cada 3 min, para cada una de las intensidades luminosas. El tiempo total de incubación fue de 90 minutos por muestra de cada estación. La temperatura se mantuvo constante a 28 °C por recirculación del agua, apoyado de un sistema de baño térmico

Este diseño experimental se aplicó en los muestreos realizados en el mes de julio y octubre de 1994.

Trabajo de Gabinete:

Para contrastar la relación entre la densidad fitoplanctica (número de organismos por litro), el número de especies presentes, la concentración de nutrimentos, clorofila y feofitina para las estaciones y meses muestreados se aplicó un Análisis de Varianza (ANDEVA) en cada caso, incluido en el programa computacional Systems Analyzed Statistic (SAS). De la misma manera, se aplicó el Análisis de Varianza Multivariado (MANOVA) para comparar nuevamente las estaciones y meses tomando todos los nutrimentos en conjunto y de la misma manera para los pigmentos.

Para determinar el porcentaje de reducción de clorofila *a* del canal de entrada (estación 1) en relación al canal de descarga (estación 4) de la planta termoeléctrica se aplicó la ecuación de Hamilton *et al.*, (1970) y Takesue and Tsuruta, (1978).

$$\% \text{ reducción} = (1 - \text{efluente} / \text{influyente}) 100 \quad (\text{ecuación 1})$$

donde: el efluente corresponde a la producción o concentración de clorofila registrada en el canal de descarga y el influente corresponde al canal de entrada de la planta termoeléctrica.

Para el análisis de los experimentos se construyeron curvas de fotosíntesis-irradiancia (producción de oxígeno v.s. irradiancia) utilizando la ecuación de Platt *et al* (1980).

$$P^B = P_s^B \cdot (1 - e^{-a}) \cdot e^{-b} \quad (\text{ecuación 2})$$

donde $a = \alpha / P_s^B$ y $b = \beta / P_s^B$

Se estimaron tres parámetros básicos, el valor de α (pendiente) se dedujo de los

dos puntos iniciales de la pendiente, la β se estimó con un modelo de ajuste de regresión no lineal, y el método de Quasi-Newton del programa computacional STATISTICA, P_m^B (fotosíntesis máxima) y P_s^B (fotosíntesis máxima cuando se presenta fotoinhibición) se determinaron gráficamente y la I es la irradiancia de saturación.

A partir de dichos parámetros se determinaron los valores para construir las curvas de fotosíntesis-irradiancia observadas (experimentales) y calculadas .

RESULTADOS

FACTORES FISICOQUIMICOS

Luz

La penetración de luz a lo largo de la columna de agua generalmente presentó un intervalo de 11 a 60 %, variando para la estación 4, debido a las características de la estación pues la profundidad del canal va de 0.5 a 1 metro, y presenta una corriente muy fuerte, lo que provoca turbulencia y gran cantidad de sólidos en suspensión, lo cual dificultó las mediciones (Tabla 1a). En el estrato superior de la columna de agua (debajo de la película de agua (0 m) y a un metro de profundidad, la penetración de luz promedio varió de 55 a 66% y de 24 a 36% respectivamente en las cuatro estaciones (Fig. 4).

Los muestreos de campo realizados en el mes de abril y julio muestran mayor porcentaje de penetración de luz y corresponden a la estación 2.

TEMPERATURA

La temperatura mostró claras diferencias de las estaciones 1 y 2 contra la 3 y 4, sobre todo de la estación 4 que generalmente presentó elevaciones de temperatura promedio de hasta 7°C, debido a que recibe el agua desechada por la torre de enfriamiento de la planta termoeléctrica. La estación 3 mostró una temperatura ligeramente mayor que las estaciones 1 y 2, ya que es el área de mezcla de la zona costera y del canal de descarga (estación 4) (Tabla 1b). Los datos mensuales señalan un rango mínimo de temperatura que va de 25 a 29 ° C y un máximo de 32 a 36 ° C (fig. 5). Los meses más cálidos fueron julio y octubre. Las mediciones de temperatura realizadas a lo largo de la costa (pluma térmica) determinaron que existe una estratificación en la columna de agua en las estaciones 5,6 y 7, además se observó que la temperatura decrece conforme aumenta la distancia respecto del canal de descarga (E.4) de la termoeléctrica, es decir, que la influencia del agua de la estación 4 es menor en las estaciones más alejadas (Fig. 6 y 7).

Tanto el oxígeno como el pH registrados no mostraron diferencias importantes entre las estaciones (Tabla 1b).

NUTRIMENTOS

Para el análisis de los nutrientes se aplicó un análisis de varianza (ANDEVA) con dos criterios de clasificación, en el cual se compararon los meses y las estaciones muestreadas. Según los resultados no se detectaron diferencias importantes entre cada una de las estaciones monitoreadas para cada nutriente: nitratos ($P= 0.6569$), nitritos ($P= 0.2177$), fosfatos ($P= 0.3446$) y silicatos ($P= 0.7736$) (Fig.1c); no obstante, las pruebas señalaron diferencias significativas entre cada uno de los meses para los nitritos ($P= 0.0001$) y fosfatos ($P= 0.0001$); según las pruebas de comparaciones múltiples: Mínima Diferencia Significativa (LSD) y Tukey los meses que presentaron mayor concentración de tales nutrientes fueron junio y diciembre, en el caso de los nitritos ($P= 0.0057$). En silicatos fueron mínimas ($P= 0.0508$), pero los meses que presentaron mayor concentración fueron abril, junio y octubre (Fig. 8). Además, se aplicó un análisis de varianza multivariado (MANOVA) para establecer la relación de los

nutrimentos en conjunto con respecto a las estaciones y meses de muestreo, estas últimas difirieron significativamente ($P= 0.001$).

Los datos obtenidos muestran las concentraciones máximas en la estación 2 con $41 \mu\text{mol/l}$ y $8.6 \mu\text{mol/l}$ como valor mínimo (en promedio $17.7 \pm 13.2 \mu\text{mol/l}$), y la estación 1 con la menor concentración, con un máximo de $21.4 \mu\text{mol/l}$ y un mínimo de $5.7 \mu\text{mol/l}$ (en promedio $11.8 \mu\text{mol/l}$). En las estaciones 3 y 4 no hubo grandes diferencias (Tabla 1c).

En la estación 2 se presentó mayor concentración de nitritos a diferencia de la estación 1 que registró el menor contenido (Tabla 1c), las estaciones 3 y 4 mantuvieron similares los contenidos de este nutrimento.

Las estaciones que presentaron mayor contenido de nitratos fueron la 2 y 4 y la menor cantidad fue la estación 1 (Tabla 1c). Las concentraciones superficiales de nitratos para este estudio fueron en promedio de 1.5 a $2.9 \mu\text{mol/l}$. Las concentraciones de fosfatos en las cuatro estaciones fueron muy parecidas y no se detectaron diferencias significativas; el valor máximo promedio fue de $0.37 \mu\text{mol/l}$ para la estación 1, y el mínimo de $0.30 \mu\text{mol/l}$ para la estación 3.

CLOROFILA "a" Y FEOFITINAS

De la misma manera se practicó un análisis de varianza, para determinar si existen diferencias importantes en la concentración de pigmentos en cada una de las estaciones y en cada uno de los meses de muestreo.

Los datos obtenidos para la clorofila a señalaron que hubo diferencias entre las estaciones 1 y 2 ($P = 0.0549$), siendo mayor la concentración en la estación 1, (las estaciones 3 y 4 no presentaron diferencias notables con respecto a ésta) (Tabla 1d). En relación a los meses de muestreo, se observaron diferencias significativas ($P= 0.0001$), y las pruebas de Tukey y LSD confirman que los meses junio y julio difieren de abril, diciembre y octubre, mostrando estos mayores concentraciones (Fig. 9).

Respecto a la concentración de feofitinas se observó que entre las estaciones hubo diferencias significativas ($P = 0.0289$), en donde la estación 2 presentó menor concentración, y la estación 4 la mayor (las estaciones 1 y 3 no presentaron diferencias notables con respecto a ésta).

En relación a los meses de muestreo, se observaron diferencias significativas ($P= 0.0011$), y las pruebas de Tukey y LSD confirman que los meses junio y julio difieren de diciembre, abril, y octubre, mostrando estos mayores concentraciones (Fig. 9).

Se aplicó un análisis de varianza multivariado que determinó la relación clorofila-feofitina para cada estación, encontrando que existen diferencias significativas ($P<0.008$). La concentración máxima de clorofila a encontrada fue de $3.6 \pm 2.4 \mu\text{g/l}$ en la estación 1, y la mínima de $1.7 \pm 1.3 \mu\text{g/l}$ en la estación 2. Para las feofitinas la concentración máxima fue de $1.0 \pm 0.9.4 \mu\text{g/l}$ en la estación 4 y la menor de $2.9 \pm 2.8 \mu\text{g/l}$ en la estación 2 (Tabla 1d). La concentración de ambos pigmentos fue menor en la estación 2.

Considerando la relación de clorofila a -feofitina entre las estaciones 1 y 4, se observó que la cantidad de clorofila "a" es ligeramente mayor en el canal de entrada (E.1) que en el canal de descarga (E.4), durante todos los periodos de

muestreo, principalmente durante el mes de octubre. Tomando en cuenta la relación clorofila-feofitina-temperatura, se esperaría que a mayor temperatura menor concentración de clorofila *a* y por lo tanto mayor concentración de feofitinas, sin embargo, esto no se observó para la estación 4 (canal de descarga) respecto a la estación 1 (canal de entrada), es decir, aunque se haya detectado una disminución en la concentración de clorofila *a* en la estación 4 respecto a la estación 1, no se relaciona exclusivamente con el aumento de temperatura, porque la concentración de feofitinas nunca superó a las clorofilas (Tabla 2).

Aplicando la ecuación 1, se detectó una disminución de clorofila "a" del 19 % en la estación 4 con respecto a la estación 1. En relación a los períodos de muestreo, el mes de octubre presentó una reducción del 50 % de clorofila "a".

GRUPOS TAXONOMICOS

Con respecto a los grupos fitoplancticos se encontraron cinco divisiones (Chrysophyta, Pyrrophyta, Cyanophyta, Chlorophyta, Fitoflageladas), ocho clases Bacillariophyceae (Diatomeas Pennadas y Centricas), Dyctiophyceae (silicoflagelados), Prymnesiophyceae (cocolitoforidos), Desmokyontae (dinoflagelados), Dinophyceae (dinoflagelados), Cyanophyceae (cianofitas o cianobacterias), Chlorophyta (clorofitas) y 93 especies (Tabla 3).

ABUNDANCIA

Considerando la abundancia fitoplanctica (el número de organismos por litro) como medida ecológica básica para describir la comunidad fitoplanctica, también se aplicó un análisis de varianza, en el cual se compararon los meses y las estaciones muestreadas. Los resultados no señalan diferencias importantes entre cada una de las estaciones ($P= 0.0715$) y tampoco en los meses monitoreados ($P= 0.3274$), aunque las desigualdades que se observan provienen de la estación 2 y del mes de julio. En la mayoría de las estaciones se guardó una proporción en la cantidad de organismos, encontrándose en un intervalo que va de 43 000 a 57 000 células por litro, con excepción de la estación 2 que presentó la más baja abundancia con 16 102 cel/l (Tabla 4). En los meses monitoreados se observó el mismo comportamiento, ya que la mayoría de ellos mantuvieron de 40 000 a 50 000 células por litro con excepción del mes de julio que registró la densidad más baja 19 536 células por litro (Tabla 5).

Es necesario mencionar que la mayor cantidad de organismos encontrados por litro, pertenecen al grupo de las Diatomeas Pennadas.

Tomando en cuenta a los meses durante los cuales se realizaron los experimentos (julio y octubre), se observó que octubre presenta mayor cantidad de organismos, principalmente en las estaciones 1 y 4. Referente a los grupos fitoplancticos que se encontraron fueron cinco: Diatomeas, Dinoflagelados, Cianofitas, Cocolitoforidos y Fitoflagelados y 48 especies. Destacaron en abundancia las Diatomeas Pennadas y Centricas (Fig 10).

Respecto a los muestreos matutinos (1° m) y vespertinos (2° m), es importante destacar que durante el mes de julio se registró mayor abundancia fitoplanctica en las estaciones 1 y 4 en la tarde (muestreo vespertino), sobre todo Diatomeas Pennadas, Centricas y Dinoflagelados, en la estación 3 durante la

mañana (muestreo matutino) abundaron las Diatomeas Pennadas (Fig.11).

Para el mes de octubre se registró mayor abundancia en la estación 4 durante la mañana (muestreo matutino) sobre todo de Cocolitoforidos , y la estación 1 durante la tarde (muestreo vespertino) con Diatomeas Pennadas, en segundo lugar las estaciones 2 y 3 durante la mañana (muestreo matutino) con Diatomeas Pennadas y Dinoflagelados (Fig 11).

RIQUEZA DE ESPECIES

Para conocer la riqueza de especies en los muestreos de cada estación, también se aplicó un análisis de varianza, los resultados indicaron que hubo diferencias significativas ($P = 0.0131$) entre las estaciones, encontrando mayor cantidad de especies en la estación 1 (52 ± 6.4) en contraste con la estación 2 (34 ± 8.2) que presentó el menor número de especies en cada estación (Tabla 6).

En la Tabla 7 se presentan los datos promedio de especies presentes en cada mes, los análisis no muestran diferencias significativas ($P = 0.1759$); aunque en el mes de diciembre (51 ± 9.3) se presentan más cantidad de especies y menos en octubre (35 ± 6.6). Tomando en cuenta los meses de experimentación, se observó que el mes de julio registró mayor cantidad de especies que octubre.

En las muestras utilizadas para generar datos experimentales, se encontraron solo seis grupos fitoplancticos, los que mayor cantidad de especies presentaron fueron las Diatomeas Pennadas, Diatomeas Centricas y Dinoflagelados. El mes que presentó mayor cantidad de especies fue octubre con 41 especies, en contraste con julio que solo registro 27 especies.

Con respecto a las estaciones de muestreo, durante el mes de julio se registraron más especies en las estaciones 1 y 4, en segundo término la estación 3 y por último la estación 2 que se caracterizó por poseer menos especies (Fig.12).

Dentro del grupo de las Diatomeas Pennadas hubo especies que frecuentemente se encontraron: *Licmophora* sp1, *Licmophora* sp2, *Navicula* sp2 y *Thalassiosinema* sp1 (Fig.13a, b y c). La estación 2 solo presentó un grupo de Diatomeas Pennadas no identificadas a genero y/o especie. En la estación 1,3 y 4 se encontraron cinco especies comunes: *Licmophora* sp1, *Licmophora* sp2, *Navicula* sp2 y *Thalassiosinema* sp1. Solo en las estaciones 3 y 4 se presentó *Entomoneis* sp 1. La estación 1 muestra cuatro especies exclusivas: *Amphora gracialis*, *Cymatosira closterium* (fig. 13d), *Nitzschia paradoxa* y *N. pungens*, de la misma manera, la estación 4 presenta cuatro especies que no son comunes con otras estaciones: *Cymatosira* sp1, *Cymbella* sp1, *Nitzschia* sp1 y *Pinnularia* sp1.

Relativo a las Diatomeas Céntricas se observó que en las cuatro estaciones apareció la especie *Thalassiosira* sp1, a diferencia de *Chaetoceros* sp1 que sólo se encontró en la estación 1, así como *Guinardia* sp1 en la estación 4 (Fig.14a, c y d).

Dentro del grupo de Dinoflagelados se presentaron solamente cuatro especies: *Protoperdinium* sp1 que solo comparten las estaciones 1 y 4, un Atecado encontrado solo en la estación 1 y 2, *Prorocentrum* sp1 en las estaciones 2 y 3 y *Ceratium* sp2 en las estaciones 3 y 4 (Fig15a, b y c).

En la estación 3 se presentan dos especies exclusivas: *Dinophysis caudata* y *Gonyaulax* sp1 y, en la estación 4 una sola especie: *Pyrophacus* sp1.

En el grupo de Cocolitoforidos en la estación 1 se presentó una especie no identificada, y de los fitoflagelados aparecieron: Fitoflagelada 1 y Cianofita 1 (Fig. 16a, b y c).

Comparando los muestreos matutinos y vespertinos de julio, se observa que hubo mayor cantidad de especies durante la mañana que en la tarde, y no se encuentran especies comunes entre tales muestreos en cada estación en los grupos de Diatomeas Centricas, Cocolitoforidos, Fitoflagelados y Cianofitas, en la Tabla 8 se muestran las especies que son comunes en cada estación.

En el mes de octubre se observó dentro del grupo de las DP cinco especies que fueron comunes para las cuatro estaciones: *C. closterium*, *Licmophora* sp1, *Licmophora* sp2, *Navicula* sp2 y *Nitzschia sigma* (Fig. 13).

En la estación 1 se encontraron tres especies exclusivas: *A. gracialis*, *Gramatophora* sp1 y Diatomeas Pennadas no identificadas a genero ni especie.

En la estación 3 hubo seis especies exclusivas: *Cocconeis* sp1, *Diploneis* sp1, *Nitzschia pungens*, *N. sicula*, *Psamodiction* sp1 y *Thalassiosinema* sp1. En la estación 4 sólo se presentó *Amphora* sp1.

Dentro del grupo de las Diatomeas Centricas, la especie que fue común en todas las estaciones fue *Coscinodiscus* sp1 (Fig. 14b).

En la estación 3 se muestran tres especies exclusivas: *Actinocyclus* sp1, *Lithodesmium* sp1 y *Odontella* sp1. En la estación 4 aparecen solo dos especies exclusivas: *Asteromphalus* sp1 y *Paralia* sp1.

En el grupo de los Dinoflagelados se registraron especies exclusivas: en la estación 1 *Gonyaulax* sp1, en la estación 2 *Ceratium* sp2, en la estación 3 *Dinophysis* sp1 y *Podolampas* sp1 y en la estación 4 aparece *Protoperdinium* sp1.

Referente a los Cocolitoforidos, aparece solamente una especie no identificada en las cuatro estaciones: Cocolitoforido 1 (Fig. 16a).

Las Fitoflageladas solo se encontraron en la estación 1, con un representante no identificado: Fitoflagelada 1 (Fig. 16b).

En cuanto a las Cianofitas, se encontró un representante no identificado: Cianofita 1 en las estaciones 2, 3 y 4, y Cianofita 2 sólo se registró en la estación 4 (Fig. 16c).

Comparando los muestreos matutinos y vespertinos de octubre, se observa una mayor homogeneidad de especies en los muestreos matutinos que vespertinos, con excepcion de las Diatomeas Pennadas. Es notable la presencia de especies que se comparten entre los muestreos matutinos y vespertinos en cada una de las estaciones, además se registró la presencia de especies únicas para cada muestreo (Tabla 8a).

El número de especies disminuyó ligeramente en la estación 4 con respecto a la estación 1, abundando las Diatomeas Pennadas y Centricas, observándose un decremento de 6.3 % y 37.1 % respectivamente en el canal de descarga (E.4). Algunas especies fueron favorecidas y aumentaron el número de organismos por especie y otras disminuyeron (Fig. 17).

EXPERIMENTOS:

TIPO 1

Los datos de los experimentos del Tipo 1 no se tomaron en cuenta para el análisis estadístico, pues los valores iniciales de oxígeno no presentaron ninguna variación, pues el oxímetro no fue lo suficientemente sensible para detectar cambios con baja concentración celular; por lo tanto no se elaboraron las curvas de fotosíntesis-irradiancia.

TIPO 2

Para llevar a cabo el análisis de los experimentos del Tipo 2, se compararon las pendientes de las rectas de producción de oxígeno con respecto a las irradiancias, a partir de un modelo de regresión lineal introduciendo la condición de experimentación como una variable indicadora.

Los valores de los parámetros de las curvas de fotosíntesis-irradiancia, se obtuvieron a partir de incubaciones realizadas durante la mañana (aproximadamente 10:00 a.m.) y la tarde (15:00 p.m.) en las cuatro estaciones. Las pruebas estadísticas de las curvas de fotosíntesis-irradiancia, mostraron diferencias significativas entre la curva observada contra la calculada en los experimentos I,II, IV,VI, VIII y XI; los experimentos que no mostraron diferencias significativas fueron el III (Fig. 18a), V (Fig. 18b), VII (Fig.18e), IX (Fig.18c), X (Fig. 18d) y XII (Fig. 18f) con respecto al modelo propuesto en la ecuación de Platt *et al*, 1980 (Tabla 9).

PARAMETROS DE LAS CURVAS FOTOSÍNTESIS-IRRADIANCIA

Las curvas de fotosíntesis-irradiancia de Tuxpan, Ver. mostraron diferencias notables entre ellas. En la estación 3 del experimento VII se obtuvo el mayor valor de fotosíntesis máxima (P_{max}) $5.53 \mu\text{molO}_2 \text{ cel}^{-1}\cdot\text{h}^{-1}$ en una irradiancia de $600 \mu\text{Em}^2\text{s}^{-1}$ (Tabla 9 y Fig. 18e); los grupos predominantes fueron los Dinoflagelados y Fitoflagelados en este caso. En segundo lugar en las curvas de F-I de los experimentos I y II de la estación 1 se obtuvieron P_{max} altas de 2.73 y $2.02 \mu\text{molO}_2 \text{ cel}^{-1}\cdot\text{h}^{-1}$ respectivamente, en irradiancias de 2000 y $600 \mu\text{Em}^2\text{s}^{-1}$ (Tabla 9).

En contraste, los valores más bajos de P_{max} se registraron en los experimentos XI de la estación 4 y III de la estación 1, los cuales fueron sometidos a una irradiancia significativamente mayor; obteniéndose una P_{max} de $0.027 \mu\text{molO}_2 \text{ cel}^{-1}\cdot\text{h}^{-1}$ en una irradiancia de $2550 \mu\text{Em}^2\text{s}^{-1}$ y $0.054 \mu\text{molO}_2 \text{ cel}^{-1}\cdot\text{h}^{-1}$ en una irradiancia de $2158 \mu\text{Em}^2\text{s}^{-1}$ respectivamente (Tabla 9 y Fig. 18a).

El fenómeno de fotoinhibición se presentó en el experimento IX de la estación 3, el valor de P_s fue de $0.09 \mu\text{molO}_2 \text{ cel}^{-1}\cdot\text{h}^{-1}$ y el de β corresponde a $1.5 \times 10^{-5} \mu\text{molO}_2 \text{ cel}^{-1}\cdot\text{h}^{-1}\cdot\mu\text{Em}^2\text{s}^{-1}$ en una irradiancia de $1851 \mu\text{Em}^2\text{s}^{-1}$ (Tabla 9 y Fig. 18c). En el experimento V de la estación 2 se obtuvo una P_s de $0.7 \mu\text{molO}_2 \text{ cel}^{-1}\cdot\text{h}^{-1}$ y la β $0.0003 \mu\text{molO}_2 \text{ cel}^{-1}\cdot\text{h}^{-1}\cdot\mu\text{Em}^2\text{s}^{-1}$ en una irradiancia de $2158 \mu\text{Em}^2\text{s}^{-1}$ (Tabla 9 y Fig.18b). En el experimento XII de la estación 4 se obtuvo una P_s de $1.71 \mu\text{molO}_2 \text{ cel}^{-1}\cdot\text{h}^{-1}$, y la β corresponde a $0.00025 \mu\text{molO}_2 \text{ cel}^{-1}\cdot\text{h}^{-1}\cdot\mu\text{Em}^2\text{s}^{-1}$ con una irradiancia de $1851 \mu\text{Em}^2\text{s}^{-1}$ (Tabla 9 y Fig 18f).

El valor más alto en fotoinhibición fue en la estación 4 y en segundo lugar la estación 2.

DISCUSION

FACTORES FISICOQUIMICOS LIMITANTES DE LA PRODUCCION FITOPLANCTICA

Los resultados de este estudio indicaron que la incidencia de luz en la columna de agua presentó variaciones según las condiciones particulares de cada estación, las estaciones 1 y 2 son más profundas, con corrientes moderadas, esto permite mayor penetración de luz solar a mayor profundidad. En las estaciones 3 y 4 existe una fuerte corriente, producto del efluente de la termoeléctrica, y por lo tanto mayor turbulencia y sólidos en suspensión, además son estaciones poco profundas, estas condiciones propician menor incidencia de luz solar.

Es necesario destacar la importancia de los estratos de agua correspondientes a un metro de profundidad y en superficie (inmediatamente por debajo de la película de agua, a 0 metros), pues en ellos se localiza la mayor cantidad de organismos y especies fotosintetizadoras que se mueven a través de estos estratos, dependiendo de la hora del día y del tipo de especies.

Se observó mayor penetración de luz en la estación 2 por ser zona oceánica y tener menos influencia de la costa y del canal de descarga (E.4), el cual arroja mayor cantidad de partículas; este parámetro no fue cuantificado, sin embargo, fue posible comparar a simple vista las muestras de cada estación.

Las temperaturas registradas en las estaciones 1 y 2, no presentaron diferencias importantes con respecto a las temperaturas tomadas en áreas cercanas, debido a la acción del viento, el oleaje, a la constante mezcla de aguas, y que no tienen influencia directa o indirecta del agua que desecha la planta termoeléctrica, en contraste, la estación 4 y en consecuencia la estación 3 reciben permanentemente el efluente de la planta, con aumentos de temperatura que van de 5 a 10° C (en promedio 7° C), dependiendo de la estación del año y la hora del día. Warinner y Brehmer (1966) señalan que la temperatura del agua se incrementa en la época cálida del año, cuando la temperatura ambiental es mayor, ahora bien, si adicionamos la temperatura que aporta el canal de descarga (E.4), entonces los datos obtenidos superan a los de otras estaciones.

La serie de mediciones de oxígeno y temperatura que se llevaron a cabo en el área de influencia del canal de descarga (E.4) (pluma térmica) a diversas profundidades, muestran estratificación de la columna de agua. La tendencia de la temperatura con respecto a la profundidad y a lo largo de la costa, decrece conforme se aleja del efluente térmico y viceversa; el caso del oxígeno la relación es inversa, pues a mayor profundidad y distancia de la estación 4 mayor es la concentración de oxígeno, esto se observó en las estaciones 5, 6 y 7. Esto es debido a que el incremento de temperatura reduce la solubilidad del oxígeno en el agua, y la reoxigenación es inhibida en la superficie, este problema puede incrementarse en la época cálida del año, cuando la temperatura ambiente y del agua aumentan naturalmente. Estas condiciones, generan aumento en las tasas respiratorias de los organismos acuáticos, otras consecuencias derivadas de estas, sugieren que las enzimas y hormonas que controlan las reacciones bioquímicas pueden romperse con las altas temperaturas y la agitación (Laws, 1993).

En las estaciones 5, 6, 7, 8 y 9 no se evaluó la productividad del

fitoplancton, sin embargo es importante conocer la influencia de la temperatura hasta 4.5 kilómetros de distancia del canal de descarga, pues los efectos pueden incidir positiva o negativamente en la respuesta de las comunidades fitoplancticas, modificando los requerimientos y por tanto el comportamiento en las cadenas tróficas aledañas.

Las descargas de aguas térmicas producen efectos letales en muchas algas tropicales con temperaturas entre 32 y 35° C (Lankford, 1990.), además el crecimiento puede verse afectado. Por ejemplo, la temperatura óptima para el crecimiento de las Diatomeas se da de 15 a 25° C y en la mayoría de las Cianofitas (algas verde-azules) de 30 a 40° C.

Los micronutrientes disueltos en el agua son esenciales para mantener los procesos metabólicos básicos del fitoplancton, y pueden limitar el desarrollo de la abundancia algal, esto es, determinan la distribución y propician la sucesión de ciertas especies (Laws, 1993).

La región centro-oeste del Golfo se considera pobre en nutrientes, sin embargo, en éste estudio los nutrientes disueltos en el agua no influyeron significativamente en la riqueza de especies, y tampoco limitaron las tasas fotosintéticas de la comunidad de fitoplancton, pues se considera que puede haber crecimiento continuo de grandes poblaciones de fitoplancton aún en bajas concentraciones, siempre y cuando haya fuentes de abastecimiento (Morris, 1980), en este caso, el área de muestreo corresponde a la zona costera, y la fuente de nutrientes proviene de los escurrimientos terrestres, sedimentos e influencia del estero de Tampamachoco, sobre todo en el mes de junio que corresponde a la época de lluvia y diciembre con lluvias invernales.

Aunque las diferencias entre cada estación no son significativas, es importante mencionar que se presentó una relación indirectamente proporcional entre la cantidad de nutrientes y la abundancia y cantidad de especies fitoplancticas para las estaciones 1 y 2, es decir, a mayor cantidad de microalgas y especies fitoplancticas en la estación 1, la concentración de nutrientes fue menor; en el caso de la estación 2 a menor cantidad de microalgas y especies, mayor fue la concentración de nutrientes, esto como una respuesta al consumo de los nutrientes por el fitoplancton, lo cual corresponde con las observaciones de Morris (1980). Posiblemente la estación 2 presentó mayor concentración de nutrientes, debido a que es una área abierta en donde inciden más directamente la acción del viento, el oleaje y la cantidad de luz, provocando que el fitoplancton se distribuya extensivamente en los diferentes estratos del agua, por lo tanto, durante el muestreo no fue posible obtener mayor cantidad de organismos y especies, pero es necesario considerar la depredación del zooplancton sobre el fitoplancton en las muestras colectadas, que aunque no se analizó este hecho, no se descarta esta posibilidad.

La presencia de fosfatos (PO_4) en ambientes marinos en cantidades óptimas, representa una fuente nutritiva importante que contribuye al crecimiento celular, y además actúa como un factor de sucesión estacional de las especies. La fuente principal de abastecimiento es por el continuo aporte terrestre de ríos y lagunas cercanas, al ser acarreados por las lluvias y el viento (Villa y Cuervo, 1988.), así como a la hidrólisis de polifosfatos y del fósforo orgánico, ocasionada por la actividad bacteriana (Tellez, 1995). Los fosfatos superficiales en el oeste

del Golfo de México, se presentan en cantidades muy bajas, poco detectables, según Morrison *et al* (1983), Aguilar en 1993 reportó 0.02 y 0.13 $\mu\text{mol/l}$, Villa y Cuervo (1988) 0.15 a 0.20 $\mu\text{g-at/l}$ y Bogdanov, *et al*, (1965) 0.064 $\mu\text{g-at/l}$, De La Lanza, *et al* (1991) reportó valores ligeramente mayores de 0.1 a 0.3 $\mu\text{g-at/l}$ en superficie, estos datos coincidieron con los de este estudio.

CLOROFILA "a" Y FEOFITINAS

Respecto a la cantidad de pigmentos en el oeste del Golfo, se reportaron en este estudio concentraciones similares a la de Villa y Cuervo, (1988) 0.60 a 1.50 mg/m^3 , El-Sayed *et al.*, (1972) 0.20 a 2.35 mg/m^3 y Aguilar (1993) 0.04 a 2.67 mg/m^3 .

El hecho de que se haya detectado mayor concentración de clorofila en la estación 1 respecto a la estación 2, corresponde a una mayor abundancia de organismos y mayor cantidad de especies presentes, pues como se señaló anteriormente, la estación 2 pertenece a la zona oceánica y la incidencia de luz es mayor, por tanto los organismos están más dispersos en la columna de agua, además, posiblemente por la emigración a estratos más profundos.

Durante los meses con mayor concentración de clorofila a (diciembre, abril y octubre), posiblemente interactuaron diversos factores, ya que no se observó un patrón que definiera estas diferencias respecto a los meses con menor concentración de clorofila a (junio y julio), sin embargo, la abundancia fitoplanctica así como la intensidad de luz pudieron influir en los meses de abril y octubre, y la temperatura para diciembre.

Las bajas concentraciones de feofitinas observadas en la estación 2 puede ser explicadas con los datos anteriormente reportados, esto es, la baja cantidad de organismos y especies presentes, comparada con la estación 4 (1 y 3 similares) que presenta otras condiciones, esto es, mayor concentración de feofitinas producto de la degradación de las clorofilas por efecto de la temperatura en el canal de descarga.

La relación clorofila a -feofitinas entre las estaciones 1 y 4 coincide con algunas observaciones que realizaron investigadores como Hamilton *et al.* (1970) Takesue y Tsuruta (1978), Reetz (1979), Bienfang *et al* (1980) y Chen (1992), quienes demostraron que después del paso del fitoplancton por el sistema de enfriamiento de la planta termoeléctrica, el contenido de clorofila "a" se ve reducido y por lo tanto, aumenta el contenido de feofitinas, que aparecen como producto de degradación de las clorofilas, ocasionado por el incremento de temperatura del agua de descarga, y esta situación se agrava en los meses cálidos, cuando la temperatura ambiental es alta (entre 25 y 27 $^{\circ}\text{C}$), y el aumento de temperatura va de 5 a 10 $^{\circ}\text{C}$ aproximadamente.

Sin embargo, la temperatura no fue el único factor que influyó en la disminución de clorofila en la estación 4 (canal de descarga), principalmente en el mes de octubre, y es posible asumir la presencia e interacción de diversos factores mecánicos, químicos y biológicos, porque no se observó relación directa entre las concentraciones de clorofila a -feofitina con respecto a la temperatura en las estaciones 1 y 4.

Takesue y Tsuruta (1978) analizaron los efectos fisiológicos estudiados por otros investigadores, que dedujeron que el incremento de temperatura reduce la

producción de oxígeno y la cantidad de clorofila, debido a que hay reducción en la actividad fotoquímica de los fotosistemas I y II, observando mayor inhibición en el fotosistema II por la excitación de pigmentos accesorios, más que en el fotosistema I donde es excitada la clorofila "a". Sin embargo fue posible determinar un periodo de recuperación de la capacidad fotosintética de los sistemas, aproximadamente 8 horas después de la perturbación térmica.

Por otro lado, Fox y Moyer (1973) comentan que el fitoplancton es capaz de sintetizar su pigmento en diferentes proporciones en un periodo de 24 horas, y esto depende del contenido de nutrimentos básicos, tiempo, hora del día, profundidad, abundancia, composición de especies y estado fisiológico de las microalgas.

De acuerdo con Morgan y Stross (1969) también el fitoplancton puede ser dañado mecánicamente por la turbulencia, abrasión y por presión del agua, además de factores químicos como la clorinación. Chen (1992) considerando que la perturbación térmica también determina la distribución del fitoplancton y propicia la reproducción de herbívoros (zooplancton).

ABUNDANCIA

Existen muchos factores que interactúan en la composición de las especies y en la abundancia de la comunidad fitoplanctica, y es difícil precisar cuales factores son más importantes; la temperatura del agua puede modificar la distribución de los nutrimentos y de los herbívoros además de afectar la tasa de crecimiento y reproducción de las especies y propiciar la sucesión de especies (Chen, 1992).

Generalmente en las comunidades la abundancia de los organismos varía continuamente, pero tienen límites superiores e inferiores, estas fluctuaciones se presentan debido a la competencia con otras especies y a los factores físicos que pueden actuar como limitantes (Odum, 1972), tal es el caso de la estación 2, en donde la abundancia fitoplanctica fue menor que en el resto de las estaciones, aquí la luz al parecer determinó la abundancia horizontal y vertical, debido a la lejanía de la costa y a que la zona eufótica se extiende a mayor profundidad y el plancton se distribuye ampliamente. Referente al mes de julio donde la abundancia algal la más baja, es posible considerar que la disponibilidad de luz solar es menor, pues los días generalmente estuvieron nublados y con abundantes lluvias, propiciando turbulencias y distribuciones irregulares del fitoplancton, esto dificulta las mediciones y expresión de la abundancia, además no se descarta la posibilidad de una sucesión fitoplanctica en julio y octubre con el grupo de Cocolitoforidos y Clorofitas, sin embargo, estos resultados no representan la abundancia real de esta área, por tanto, se requiere un análisis de sucesión de especies y otra estrategia de muestreo que considere estas características.

Comparando los meses experimentales, octubre presentó mayor abundancia que julio; debido a las condiciones climáticas; además no parece haber influencia directa en la abundancia respecto a la hora del muestreo, sino de acuerdo a las características y condiciones particulares de cada estación.

La concentración fitoplanctica fue reducida ligeramente al paso por el sistema de enfriamiento; en el canal de entrada (E.1) se registró mayor

abundancia de organismos que en el canal de descarga (E.4) (esto corresponde en parte a las observaciones realizadas por Briand (1975) en una planta termoeléctrica de la costa del Pacífico) y se observa una relación negativa entre la abundancia fitoplanctica y los factores fisico-químicos evaluados, con excepción de los fosfatos.

La influencia de dichos factores es diferente en cada caso, la configuración de la estación 1 provee un relativo confinamiento, y por lo tanto poca turbulencia, permitiendo mayor incidencia de luz solar, además no hay incremento artificial de temperatura y la concentración de nutrimentos es ligeramente menor (con excepción de los fosfatos), y cabe suponer que son aprovechados por las microalgas, lo cual coincide con la relación clorofila "a" feofitina. En el canal de descarga (E.4) se presenta menor concentración de organismos y las condiciones son inversas a las de la estación 1, estas condiciones posiblemente propiciaron la reducción celular, en especial por la cantidad de luz y el incremento de temperatura; además Briand (1975) y Chen (1992) encontraron que la destrucción de fitoplancton y otros organismos marinos al pasar por la planta termoeléctrica propician la formación de nutrimentos, la depredación de herbívoros es otro factor que puede afectar la abundancia de la comunidad, pero en este estudio no se evaluó tal efecto. La estación 3 presentó condiciones similares con el canal de descarga (E.4).

RIQUEZA DE ESPECIES

Los grupos fitoplancticos que tuvieron mayor presencia en las cuatro estaciones de muestreo fueron las Diatomeas, sobre todo las Pennadas, lo cual corresponde con los datos de Briand (1975).

En el canal de entrada (E.1) abundaron las Diatomeas Penadas (DP) y las Diatomeas Centricas (DC) y se observó un decremento del 6.3 % y 37.1 % respectivamente en el canal de descarga (E.4); y en los Dinoflagelados (DNF) hubo un decremento del 58.6 % del total registrado para cada grupo. En general, se observa que algunas especies de Diatomeas y Dinoflagelados aumentan o disminuyen su abundancia, existen diversas razones para explicarlo. Algunas especies como *Thalassiosira* sp. presentan una estructura extraordinariamente rígida, debido a su conformación, y necesitan menos cantidad de silicio para sus funciones, en contraste con *Coscinodiscus* sp., *Chaetoceros* sp., *Navicula* sp., etc. (Margalef, 1983). Los Dinoflagelados parecen más afectados por la temperatura que las diatomeas, éstos mostraron cierta sensibilidad al aumento de temperatura, a diferencia de lo que reporta Takesue y Tsuruta (1978), sin embargo, el estrés térmico propicia la presencia de Diatomeas y Dinoflagelados (Briand, 1975).

El número de especies de tales grupos es distinta entre las estaciones 1 y 4, y la cantidad de organismos de cada especie generalmente se ve reducido en la estación 4. Pero algunas de las especies más abundantes fueron más afectadas al paso por la estación 4, por ejemplo, *Cymatosira* sp. (DP), *Chaetoceros* sp. (DC), *Dinophysis caudata* (DNF), *Gonyaulax gymnodinium* (DNF), a diferencia de *Navicula* sp2, (DC), *Thalassiosira* sp1 (DC) y *Guillardia* sp1 (DC), que registraron un aumento celular.

En el caso de las Cianofitas (CNF) y Clorofitas (CLO) aparecen en mayor

concentración durante los meses que registraron mayores temperaturas estacionales, junio, julio y octubre, estos grupos toleran mayores rangos de temperatura, las Clorofitas de 25 a 35 °C y las Cianofitas de 30 a 40 °C (Lankford, 1990) , en este último grupo, se observó un incremento en la abundancia celular de la estación 4 con respecto a la estación 1, esto coincide con Margalef (1983) que indica la presencia de Cianofitas en aguas ricas en nutrimentos con altas temperaturas.

Las Cianofitas estuvieron presentes en las cuatro estaciones, pero en la estación 4 hubo mayor número de organismos; se registraron en proporciones similares en los meses de junio, diciembre y julio, generalmente se desarrollan en situaciones cambiantes, y las concentraciones de fosfatos son favorables para su desarrollo. Stuart y Stanford (1978), coinciden en que las Cianofitas toleran más las altas temperaturas y presentan mayor predisposición para dominar en ambientes con alteraciones térmicas.

El crecimiento de las Clorofitas se ve favorecido en altas temperaturas (Chen, 1992.), no obstante en la estación 4 no se registró su presencia, posiblemente por la fuerte corriente y turbulencia provocada al descargar el agua al mar, ya que son organismos con estructuras frágiles que pueden destruirse o desprenderse en tales condiciones. En el resto de las estaciones se encontraron durante los meses de julio y octubre, caracterizados por presentar altas temperaturas.

La exposición prolongada a elevaciones de temperatura moderadas conduce a una aclimatación que puede favorecer el crecimiento, reproducción y sobrevivencia de determinadas especies (Kerambrun, 1978) y ocasionar la muerte de otras, o simplemente ser desplazadas del área de descarga térmica, por ser incapaces de crecer eficientemente (Laws, 1993).

EXPERIMENTOS

TIPO 1: BOTELLAS DBO (DEMANDA BIOLÓGICA DE OXÍGENO)

Durante los experimentos del tipo I realizados en botellas DBO de 300 ml, no se apreciaron cambios en la producción de oxígeno, pues la cantidad de organismos registrados por litro fue baja, pues esa región del Golfo se considera pobre en producción, debido a los hundimientos de las masas de agua (De la Lanza, *et al.* 1991), por lo cual las muestras fueron concentradas para obtener mayor cantidad de células por litro, esta medida no resolvió el problema, pues el oxímetro empleado no fue capaz de registrar cantidades tan bajas de oxígeno, pero es importante subrayar que en los experimentos realizados con luz constante y temperatura variable, se obtuvieron variaciones en la producción de oxígeno (González, 1995).

La opción elegida para resolver el problema fue utilizar un microoxímetro, dispositivo especial para medir cantidades pequeñas de oxígeno en muestras pequeñas: experimento tipo II (ver método).

TIPO 2: CURVAS DE FOTOSÍNTESIS-IRRADIANCIA

Las curvas de fotosíntesis irradiancia (F-I) de las estaciones 1, 2 y 3 de los experimentos (I, II, IV y VII) del mes de julio, no se ajustaron al modelo propuesto en la ecuación de Platt *et al* (1980), debido a la interacción e influencia

de distintos factores externos a los experimentos (variación de voltaje en las instalaciones eléctricas de la planta), así como factores internos (transporte y manipulación de muestras que afectan las condiciones reales del ambiente acuícola, fomentando posiblemente la reproducción y herbivoría del zooplancton y otros microorganismos, o posibles cambios en la disolución de gases, etc. Además, las comunidades pueden responder a determinadas condiciones, manifestando respuestas distintas. No obstante, registraron las mayores producciones, pues julio corresponde a los meses cálidos del año y a la época de lluvias, y generalmente los días permanecieron nublados, sobre todo durante las mañanas, esto propició una intensidad luminosa óptima que permitió mayor eficiencia (α) y capacidad fotosintética (P_{max}), al comienzo del foto-período; la irradiancia de saturación (I_k) fue baja, lo que indicaría que las especies se encuentran acondicionadas a bajas irradiancias. Al parecer, estos cambios están en función del grado de estabilidad de la columna de agua, de los grupos fitoplanctónicos predominantes y de la temperatura del agua. El hecho de que sean especies acondicionadas a bajas intensidades luminosas, no significa que no aprovechen adecuadamente las altas cantidades de luz, esto podría ser una estrategia adaptativa para responder a las variaciones del medio, en una escala de tiempo comparable con la escala de tiempo de generación del fitoplancton (1 a 100 horas), puede esperarse entonces, que los procesos fisiológicos en las microalgas, tengan características que optimicen la fotosíntesis y el crecimiento en un ambiente heterogéneo y esto depende también de las especies predominantes (Marra, 1978).

Los factores ambientales, tales como temperatura, incidencia de luz, concentración de nutrientes, turbulencia, etc. afectan o regulan los parámetros de la fotosíntesis-irradiancia: capacidad fotosintética (P_{max}) y eficiencia fotosintética (α) e irradiancia de saturación (I_k) (Gaxiola y Álvarez, 1984, Blanchard y Montana, 1992 y Henley, 1993). Es difícil precisar en qué proporción contribuyen cada uno de los factores fisicoquímicos y/o los fenómenos endógenos (Henley, 1993).

En las cuatro estaciones de trabajo se registraron experimentos con bajas producciones, pero las estaciones caracterizadas por presentar las producciones más bajas fueron la estaciones 4 y 1 (XI y III), en segundo lugar la estación 2 (VI) del mes de octubre y finalmente la estación 3 (VIII) del mes de julio.

Estos comportamientos pueden explicarse considerando las condiciones ambientales prevalecientes, pues en octubre se registró mayor intensidad en la luz, y aumento de temperatura en el agua, en estas circunstancias se registró mayor abundancia fitoplanctónica con buena tolerancia a altas intensidades luminosas, pero en estos casos con menor capacidad y eficiencia fotosintética, sumando a esto la competencia por espacio y alimentos, coincidiendo con las aseveraciones de Yentsch and Scagel (1958).

El fenómeno fotoinhibición se presentó con valores más altos en las estaciones 4 (XII) y 2 (V) y la estación 3 (IX) registró los valores más bajos de fotoinhibición.

ESTACION 1: Curva F-I: a

La curva de la estación 1 mostró una irradiancia de saturación (I_k) alta, lo que indica que las especies se encuentran poco acondicionadas a bajas

irradiancias, es decir, toleran mejor las altas irradiancias, pero la eficiencia (α) y la capacidad fotosintética (P_{max}) son bajas. Para estos casos, Morris (1980) señala que la concentración de pigmentos, la absorción y fijación de carbón son bajas. El fenómeno de fotoinhibición no se manifestó durante la incubación.

El semiaislamiento de esta estación (ver la descripción de las estaciones) propicia un ambiente de calma relativa, pues el oleaje y la turbulencia no son fuertes, y la incidencia de luz es mayor, por lo tanto, los organismos están expuestos por más tiempo a altas intensidades luminosas, por lo menos más tiempo que en las estaciones 3 y 4, y menos tiempo que en la estación 2, porque las bombas de succión generan una corriente que jala a los organismos hacia el interior de la planta. Marra (1978) y Lewis and Smith (1983), consideran que la respuesta fotosintética depende en gran parte de las fluctuaciones de luz y del tiempo de incubación.

Es importante mencionar que predominaron las diatomeas, que han resultado ser más resistentes a los ambientes cambiantes, además abundaron los flagelados, que generalmente habitan aguas con bajas temperaturas y poco turbulentas (Margalef, 1983). En general, las microalgas encontradas en esta estación, se consideran organismos sanos, ya que no han sido sometidas a presiones mecánicas o térmicas, como en otras estaciones, y aunque no hayan registrado una tasa fotosintética alta, al parecer si responden a altas intensidades luminosas sin fotoinhibirse de inmediato.

ESTACION 2: Curva F-I: b

Los valores de las tasas fotosintéticas dependen en gran medida de tres aspectos: la historia de vida de las células algales en la columna de agua, el tiempo de incubación y la exposición del fitoplancton en altas intensidades luminosas. Considerando lo anterior, es común que durante los experimentos se presente la fotoinhibición del fitoplancton, desarrollada principalmente durante las incubaciones, pues es más frecuente en condiciones experimentales, que en el medio natural, esto conduce a una subestimación de la irradiancia real requerida para la saturación y la tasa fotosintética máxima (Kirk, 1994).

La estación 2 es abierta, no existen obstáculos físicos que impidan la distribución vertical y horizontal de las especies, se encuentra en una zona más profunda, puesto que está más alejada de la costa, y el efecto del oleaje y las corrientes es menor que en las estaciones 1, 3 y 4, por lo tanto, el porcentaje de luz incidente en la columna de agua es mayor; al respecto Morris (1980) señala que la fotoinhibición depende de la profundidad, irradiancia y transparencia del agua. Las especies que predominaron pertenecen al grupo de las diatomeas, que parecen estar acondicionadas a altas intensidades luminosas, pues obtuvieron un I_k grande, por tanto el ambiente es más estable, además el tiempo que permanecen expuestas a altas intensidades luminosas suficientemente para provocar fotoinhibición.

ESTACION 3: Curva F-I: c

En la curva de F-I de la estación 3 (mes de octubre) se manifestó la fotoinhibición con un I_k alto, indicando que hay especies acondicionadas a altas irradiancias; y con baja eficiencia fotosintética (Gaxiola y Alvarez, 1984), la tasa

fotosintética mostró un decremento cerca de los $1859 \mu\text{E m}^{-2}\text{s}^{-1}$, Morris (1980) menciona que en una exposición de 30 minutos o más y excediendo el rango de irradiancia de $800 - 1000 \mu\text{E m}^{-2}\text{s}^{-1}$ resultará una marcada fotoinhibición. El grado de acondicionamiento está en función de la estratificación (estabilidad) u homogeneidad (mezcla) de la columna de agua (Gaxiola y Alvarez, 1986); la estación 3 es una zona donde se mezcla el agua del canal de descarga (E 4) y de la zona costera, esto propicia que predominen las Diatomeas, los Dinoflagelados y las Cianofitas, que toleran cambios constantes de luz, temperatura, nutrientes, turbulencia, depredación, etc. (Margalef, 1983), estas comunidades soportan dichos factores en lapsos cortos, con excepción de las altas temperaturas, que se han registrado en esa área continuamente, por lo tanto se esperarían resultados opuestos a los expresados por Morris (1980), sin embargo, es importante recordar que intervienen más factores para las respuestas de la fotosíntesis, y la temperatura es un factor importante, que puede influir directamente en los procesos fotosintéticos, estimulando o disminuyendo el grado de acondicionamiento de los organismos en altas intensidades luminosas (Davidson, 1991). Además P_{max} y la pendiente inicial (α) no son fisiológicamente compatibles, pero ambos parámetros pueden responder a los mismos factores ambientales (Blanchard and Mongtagna, 1992).

ESTACION 3: Curva F-I: d

En el muestreo vespertino de la estación 3, se obtuvo un I_k de valor bajo, indicando la presencia de especies acondicionadas a bajas irradiancias, por tanto, la eficacia de las células para fijar carbono y la capacidad fotosintética (P_{max}) serán mayores al comienzo del foto-período. El grupo más abundante fue el de Diatomeas, las cuales han demostrado mayor adecuación a los cambios de luz, temperatura y turbulencia en el medio natural; además se presume que la temperatura del agua en esta estación, influye en la respuesta ecofisiológica del fitoplancton. Por ejemplo, el dominio de una especie o grupo sobre otra(o), puede explicarse por las condiciones creadas por las descargas térmicas de la termoeléctrica y la turbulencia, ocasionando o debilitamiento o eliminación o desplazamiento de especies propiciando el dominio de otras, debido a la incapacidad de realizar sus funciones eficientemente (Laws, 1993).

ESTACION 3: Curva F-I: e

Los parámetros de la curva F-I de la estación 3 (mes de julio) muestran valores altos de P_{max} , es posible que la influencia de la temperatura del canal de descarga (E 4), favoreció la producción de oxígeno, pues numerosos estudios han demostrado que dicho factor puede aumentar o disminuir la fotosíntesis, además es frecuente la fotosíntesis máxima en la mañana o en la tarde-noche (Henley, 1993).

El experimento fue incubado en bajas intensidades luminosas, en estos casos Morris (1980) señala que las células que crecen en bajas cantidades de luz tienen un contenido de pigmentos más alto y tasas fotosintéticas más grandes, que aquellas que han crecido en altas intensidades luminosas; la pendiente inicial (α) es una medida directa de la absorción de luz y de la máxima eficiencia cuántica de la fotosíntesis en bajas irradiancias.

La cantidad de especies y la abundancia fueron bajas, predominando las diatomeas penadas, las cuales han demostrado mayor tolerancia a la temperatura y turbulencia.

ESTACION 4: Curva F-I: f

La estación 4 es un canal con corrientes fuertes y marcada turbulencia, donde las especies son arrastradas por un sistema de enfriamiento y devueltas por una serie de canales hacia la zona costera, como se mencionó anteriormente es una zona de mezcla, en donde las condiciones fisicoquímicas son muy variables, sin embargo, continuamente se registraron altas temperaturas y las intensidades luminosas son diferentes en el transcurso del día; estas observaciones han sido evaluadas en diversas regiones por investigadores tales como: Chen (1992), Kerambrum, (1978), Hirayama e Hirano, (1970), Briand, (1975), etc. donde los efectos de las descargas con altas temperaturas por centrales termoeléctricas sobre fitoplancton y otros organismos marinos estimulan o inhiben la producción. Pero el desempeño fotosintético puede ser inhibido por la interacción de luz con la temperatura, poniendo en marcha mecanismos de fotoregulación o desactivación al fotosistema II (FSII), para protegerlo de posibles daños (Henley, 1993).

INFLUENCIA DEL EFLUENTE TERMICO SOBRE LA COMUNIDAD FITOPLANCTICA

Sin embargo, los efluentes de una central termoeléctrica provocan perturbaciones importantes en las comunidades acuáticas, principalmente por la prolongada exposición a ambientes desfavorables más que a cambios repentinos de temperatura, cloro, etc. (Laws, 1993). Los problemas derivados de estas condiciones pueden provocar que las especies mueran, emigren a sitios más favorables para crecer y reproducirse, y en tales casos, el área puede ser recolonizada por especies que se acoplen mejor a altas temperaturas (Laws, 1993). Probablemente en ésta estación, tales razones fueron importantes, ya que las especies que frecuentemente se registraron pertenecen al grupo de las Diatomeas, quienes resultaron ser más resistentes a daños mecánicos y térmicos.

Los valores de I_k en este estudio son mayores que los datos registrados por Morris (1980) en algas de agua dulce, estos corresponden a los niveles de irradiancia en los cuales ocurre fotoinhibición o donde ocurren los cambios en los contenidos celulares de pigmentos accesorios de clorofila: $50-120 \mu\text{Em}^{-2}\text{s}^{-1}$.

La capacidad del fitoplancton para utilizar la luz de cualquier intensidad puede depender en gran medida de la aclimatación a la luz en la cual creció (Kirk, 1994). Sin embargo, los datos no permiten generalizar con respecto a los diferentes valores de irradiancia de saturación en una curva de F-I, pues generalmente se presenta la fotoinhibición.

Los índices de fotoinhibición derivados del ajuste de la curva varía fuertemente con la profundidad y hora del día, y esto puede ser usado para caracterizar el estado fisiológico de las especies o poblaciones en cultivos (Platt *et al.*, 1980), no obstante, es difícil precisar en las comunidades dicho estado fisiológico, pues dependerá de diversos factores, tales como: edad de los organismos, estado físico, especie, convivencia interespecífica, abundancia, concentración de nutrimentos, susceptibilidad a la luz y temperatura, etc., sin

embargo, los datos obtenidos de las comunidades (ensambles) permiten estimar las características de la fotosíntesis.

En incubaciones *in vivo* con muestras que no representan exclusivamente comunidades fitoplancticas, no se descarta la acción depredadora del zooplancton y degradadora de bacterias, esto, es un factor limitante para el desempeño normal de la fotosíntesis, pero esos aspectos no fueron evaluados en este estudio.

Otros problemas que se presentaron para la obtención de las curvas F-I, en parte fueron derivados por la baja abundancia del fitoplancton que presenta la parte central del Golfo durante el año, pues son aguas pobres en nutrimentos y organismos plancticos, debido al hundimiento de las masas de agua superficiales (Bogdanov., 1965), y por tanto, las muestras tuvieron que ser concentradas (ver método), pero las células posiblemente fueron maltratadas y/o dañadas antes del experimento, incrementando la susceptibilidad a la fotoinhibición en altas irradiancias, y esto se da especialmente en muestras dominadas por algas frágiles, las cuales son más fáciles de romper por los pretratamientos que las Diatomeas (Takahashi, *et al*, 1971), esto podría explicar la abundancia y predominio de las diatomeas en todas las estaciones y la ausencia de flagelados en las estaciones 3 y 4.

CONCLUSIONES

Con base en los resultados y observaciones realizadas en este estudio, es posible hacer algunas aseveraciones respecto al proceso fotosintético en la comunidad fitoplanctica con influencia directa e indirecta en una zona costera con actividad de la planta termoeléctrica:

- La comunidad fitoplanctica en el área sin influencia térmica del canal de descarga mostró mayor eficiencia y capacidad fotosintética en bajas intensidades luminosas, aproximadamente a $600 \mu\text{E m}^{-2} \text{ s}^{-1}$, y en altas intensidades luminosas $1000\text{-}2500 \mu\text{E m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ la eficiencia y capacidad fotosintética fue baja.
- La comunidad fitoplanctica en el área con influencia térmica del canal de descarga mostró menor eficiencia y capacidad fotosintética y se presentó fotoinhibición en altas intensidades luminosas, aproximadamente $1850\text{-}2500 \mu\text{E m}^{-2} \text{ s}^{-1}$.
- Se considera que las condiciones climáticas influyeron en la respuesta fotosintética, la cual tuvo un carácter estacional.
- Los grupos más abundantes fueron las Diatomeas Pennadas y Centricas, en segundo lugar los Dinoflagelados, que fueron más afectados que las Diatomeas por la temperatura, turbulencia y cambios de luz.
- La abundancia y riqueza de especies sufrieron leves decrementos en los grupos de Diatomeas y Dinoflagelados, así como incrementos en algunas especies de Diatomeas Pennadas debido a la temperatura del agua del canal de descarga.
- El grupo de las Clorofitas y Cianofitas resistieron las temperaturas elevadas de los meses más cálidos, este último resistió más en el área de influencia del efluente térmico.
- La concentración de clorofila "a" y los nutrientes no fueron afectados de manera importante por la temperatura del efluente, y no influyeron significativamente en la respuesta fotosintética del fitoplancton.
- El proceso fotosintético fue afectado negativamente por el efluente térmico de la planta termoeléctrica, considerando la participación de factores ambientales y biológicos.

LITERATURA CITADA

Abrajan, V. I., B. J. Alvarez, 1987. Relación fotosíntesis irradiancia de fracciones de tamaño del fitoplancton de verano de una laguna costera del noroeste de Baja California. *Cienc. Mar.* 13(3):49-62.

Aguilar, J. M. 1993. Contribución al estudio de la diversidad y abundancia de los Chaetognatos y la relación que guardan con los cambios de oxígeno disuelto, salinidad, temperatura y nutrientes en el Golfo de México (otoño, 1990). Tesis profesional. Facultad de Ciencias. UNAM. México, D.F. 124 p.

Ambrogi, R. and R. Vitali. 1992. Environmental impact assessment for italian thermoelectric power plants in coastal zones. *Bulletin de l'Institut Oceanographique. Monaco. No. spécial. 11: 289-298.*

Arru, A., F. M. Andrea, V. Tupponi, E. Ioannilli, M. Bertonati, R. Cironi, M. Miserocchi. 1989. Valutazione degli effetti di uno scarico termico sull'ecosistema costiero del Golfo dell'Asinara. *Inquinamento.* (12):1-8.

Balech, E. 1988. Los Dinoflagelados del Atlántico Sudoccidental. Edit. Publ. Espec. Inst. Esp. Oceanogr. No. 1. Madrid. 15-221.

Baly, E. C. C. 1935. The kinetics of photosynthesis. *Proc. R. Soc. Lond. B* 117:218-239.

Bannister, T. T. 1979. Quantitative description of steady state, nutrient - saturated algal growth, including adaptation. *Limnol. Oceanogr.* 24:76-96.

Bendschneider, K. and R. J. Robinson. 1952. A new spectrophotometric determination of nitrite in sea water. *J. Mar. Res.* 11: 87-96.

Bienfang, P. and W. Johnson. 1980. Response of subtropical phytoplankton to power plant entrainment. *Envir. Poll. (series A)* 22: 165-178.

Blackman, F. F. 1905. Optima and limiting factors. *Ann. Bot.* 19:281-295

Blanchard, F. G. and P. A. Montagna. 1992. Photosynthetic response of natural assemblages of marine benthic microalgae to short-and long-term variations of incident irradiance in Baffin Bay, Texas. *J. Phycol.* 28:7-14.

Bogdanov, D. V. 1965. Some oceanographic features of the Gulf of Mexico and the Caribbean Sea. Soviet-Cuban Fishery Research. In: Pishchevaya promyshlennost (food industry). Moscow.

Bordet, F. 1980. Influence de l'échauffement de l'eau par une centrale thermique sur la photosynthèse planctonique en Seine au niveau de Porcheville. Cahiers du laboratoire de Montereau 10: 33-48.

Brewer, P. G. and J. P. Riley. 1966. The automatic determination of silicate-silicon in natural waters with special reference to sea water. *Anal. Chim. Acta*, 35: 514-519.

Briand, F. J. P. 1975. Effects of power plant cooling systems on marine phytoplankton. *Mar. Biol.* 33: 135-146.

Brook, J.A. and L. A. Baker. 1972. Chlorination at power plants: Impact on phytoplankton productivity. *Science* 176: 1414-1415.

Cárdenas, F. L. 1992. Flujo de energía en las especies de macrocrustáceos dominantes asociados a vegetación sumergida en la laguna de Tamiahua, Veracruz. Tesis de maestría. Fac. de Ciencias. UNAM. México. 82 p.

Chalker, B. E. 1980. Modeling light saturation curves for photosynthesis: an exponential function. *J. Theor. Biol.* 84:205-15.

Chan, K. M. and J. P. Riley. 1966. The automatic determination of phosphate in seawater. *Deep-Sea Res.*, 13: 467-471.

Chávez, A. E. 1977. Notas acerca de la ictiofauna del estuario del Río Tuxpan y sus relaciones con la temperatura y salinidad. *Mem. IV Congr. Nac. Ocean. México*: 177-199.

Chen, L. I. 1992. Factors affecting the phytoplankton assemblages in a tropical coastal water influenced by thermal effluent of a power plant. *Bull. Plankton Soc. Japan*. 39(1): 25-39.

Cochrane, J.D. 1972. Separation of an anticyclone and subsequent development in the Loop Current (1969). In: Contributions on the physical Oceanography of the Gulf of Mexico. L.R.A. Capurro and J. L. Reid (Eds.), Gulf. Publ. Co., Houston, Texas. 91-106.

Collins, C. D. and Ch. W. Boylen, 1982. Physiological responses of *Anabaena variabilis* (Cyanophyceae) to instantaneous exposure to various combinations of light intensity and temperature. *J. Phycol.* 18: 206-211.

Comisión Federal de Electricidad. 1989. Clasificación de la manifestación de impacto ambiental de la Central Termoeléctrica "Adolfo López Mateos" Tuxpan, Veracruz. Comis. Fed. Electr. México. 1-633.

Comisión Federal de Electricidad. 1994. Resumen general de la Central Termoeléctrica "Adolfo López Mateos", Tuxpan, Ver. C.F.E. 16.

Cupp, E. E. 1943. Marine plankton diatoms of the west coast of North America. *Bull. Scripps. Inst. Ocean. Univ. Calif.*, 5(1):1-237.

Dávila, C. M. E. 1993. Análisis de los criterios para designar al Golfo de México zona especial. Tesis profesional. Facultad de Ciencias. UNAM. México. 156.

Davison, R. I. 1991. Environmental effects on algal photosynthesis: temperature. *J. Phycol.* 27: 2-8.

De la Lanza, E. G. and Y. Pica. 1991. *Oceanografía de los mares mexicanos*. A.G.T. editor México. 569 p.

Delieu, T. and D. A. Walker. 1981. Polarographic measurement of photosynthetic O₂ evolution by leaf disc. *New phytol.* 89. 165-175.

El-Sayed, S. Z., W. M. Sackett, L. M., Jeffrey, A. D., Fredericks, R. P., Sauders, P. S., Conger, G. A., Fryxell, K. A., Steindinger, and S. A. Earle. 1972. Serial Atlas of the Marine Environment. Folio 22 Chemistry, primary productivity and benthic algae of Gulf of Mexico. American Geophysical Society. 29 p. 20 láminas.

Elliot, B. A. 1982. Anticyclone rings in the Gulf of Mexico. *J. of Physics Oceanography.* (12):1292-1309.

Fox, J. L. and M. S. Moyer. 1973. Some effects of a power plant on marine microbiota. *Chesapeake Science.* 14(1):1-10.

Fundación Natura. 1991. Potencial impacto ambiental de las industrias en el Ecuador (exploración preliminar y soluciones). EDUNA III. Cap. 35: 475-477.

García, E. 1988. *Modificaciones al sistema de clasificación climática de Köppen para adaptarlo a las condiciones de la República Mexicana*. Instituto de Geografía. UNAM México, D.F. 3a. ed. 246 p.

García, E. M. y Z. G. Falcon. 1989. *Nuevo Atlas Porrúa de la República Mexicana*. 8a. ed. Porrúa, México D.F. 219 p.

Gargas, E., C. S. Nielsen, and J. Lonholdt. 1976. An incubator method for estimating the actual daily plankton algae primary production. *Water Research.* 10:853-860.

Gaxiola, C. G. y B. J. Alvarez. 1984. Relación fotosíntesis-irradiancia en el fitoplancton de aguas costeras del noroeste de Baja California. *Ciencias Marinas*. (10)3:53-66

Gaxiola, C. G. and B. J. Alvarez. 1986. Photosynthesis-irradiance relationship for winter phytoplankton in Pacific waters of Mexico. *Oceanol. Acta* (9)4:497-501.

Geider, R. J. and B. A. Osborne. 1992. algal Photosynthesis. ed. Chapman and Hall. 256 p.

Gemeinhardt, K. and J. Schiller. 1930. *Kryptogamen-flora*. Ed. Johnson reprint corporation, New York. 273 p.

Gerchakov, S. M., D. A. Segar and R. D. Stearns. 1971. Chemical and hydrological investigations in an area of thermal discharge into a tropical marine estuary. *Thyrd. Nat. Symp. on Radioecology*, Oak Ridge, Tenn.

González A. M. E. 1995. Evaluación del efecto de la temperatura en la productividad y fotosíntesis de una comunidad fitoplanctónica marina en una zona de operación termoeléctrica (Tuxpan, Ver. México). Tesis profesional. F.E.S. Zaragoza. UNAM. Mexico D. F. 73 p.

Gurtz, M. E. and C. M. Weiss. 1972. Field investigations of the response of phytoplankton to thermal stress. Department of Environmental Science and Engineering, publication 321 University of North Carolina, Chapel Hill.

Hall, D. O. 1983. *Fotosíntesis*. Omega. España. 89 p.

Hamilton, D. H. Jr., D. A. Flemer., C. W. Keefe and J. A. Mihursky. 1970. Power plants: effects of chlorination on estuarine primary production. *Science*. (169) 3941:197-198.

Henley, W. J. 1993. Measurement and interpretation of photosynthetic light-response curves in algae in the context of photoinhibition and diel changes. *J. Phycol.* 29: 729-739.

Hernández, B. D. U. 1993. Fitoplancton marino en México. *En: Biodiversidad marina y costera de México*. Salazar-Vallejo, S. I., González, N. E. (Editores). CONABIO-CIQRO. México. 39-52 .

Hirayama, K. and R. Hirano. 1970. Influences of high temperature and residual chlorine on marine phytoplankton. *Mar. Biol.* 7:205-213.

Holm-Hansen, L. O. C. J., R. W. Holmes and J. D. H. Strickland. 1965. Fluorometric determination of chlorophyll. *J. Const. Perm. int. Explor. Mer.*30:3-15.

Hustedt, F. 1930. Die Stsswasser- flora mitteleuropas heft 10: Bacillariophyta (Diatomeae). Reprint 1976. *Ottokoeltz Sci. Publ. Koenigstein w. Germany.* 466 p.

Instituto de Geografía. 1990. *Atlas Nacional de México* Vol. 3. Inst. Geog. UNAM. México D.F.

Instituto Nacional de Estadística, Geografía e Informática (INEGI).1981. *Los municipios de Veracruz.* INEGI. México. 535 p.

Instituto Nacional de Estadística, Geografía e Informática (INEGI:a).1981. Carta de uso de suelo y vegetación de Tamiahua (escala 1:250 000). Tamiahua F14-9. Dir. Gral. de Geografía.

Instituto Nacional de Estadística, Geografía e Informática (INEGI:b).1981. Carta de uso de suelo y vegetación de Poza Rica (escala 1:250 000). Poza Rica F14-12. Dir. Gral. de Geografía.

Instituto Nacional de Estadística, Geografía e Informática (INEGI:c).1981. Carta hidrológica de aguas superficiales (escala 1:250 000) Poza Rica F14-12. Dir. Gral. de Geografía.

Instituto Nacional de Estadística, Geografía e Informática (INEGI:d). 1981. Carta hidrológica de aguas superficiales (escala 1:250 000) Tamiahua F14-9. Dir. Gral. de Geografía.

Instituto Nacional de Estadística, Geografía e Informática (INEGI:e). 1981. Carta de efectos climáticos regionales (escala 1:250 000) noviembre-abril. Poza Rica F14-12. Dir. Gral. de Geografía.

Instituto Nacional de Estadística, Geografía e Informática (INEGI:f). 1981. Carta de efectos climáticos regionales (escala 1:250 000) mayo-octubre. Poza Rica F14-12. Dir. Gral. de Geografía.

Instituto Nacional de Estadística, Geografía e Informática (INEGI).1988. Síntesis geográfica, nomenclator y anexo cartográfico de Veracruz. INEGI.,México, 64 p.

Ioannilli, E., R. Crema, P. A. Bonvicini, Bertonati, M., R. Cironi and R. Vitali. 1979. Qualita' Dell' Acqua e comunita' Fitoplanctoniche in rapporto allo scarico termico della centrale termoelettrica di Torre Valdaliga (Civitavecchia). *Atti Soc. Tosc. Sci. Nat., Mem., serie B*, 86, suppl. 168-181.

Jassby, A. D. and T. Platt. 1976. Mathematical formulation of the relationship between photosynthesis and light for phytoplankton. *Limnol. Oceanogr.* 21:540-547.

Kalansky, M. 1978. Perturbations écologiques liées à l'implantation de centrales thermiques de grande puissance sur le littoral. *Oceanis*, 4:152-195.

Kerambrun, P. 1978. Impact de la pollution thermique sur les écosystèmes côtiers. *Rev. Int. Océanogr. Méd.* Tomo L. 113-120

Keskitalo, J. 1987. Carbon fixation of phytoplankton species in cooling water of the Olkiluoto nuclear power station, west coast of Finland. *Ann. Bot. Fennici* 24:23-34.

Kirk, J.T.O. 1994. *Light and photosynthesis in aquatic ecosystems*. Cambridge University Press. Australia. 509 p.

Kolhmainen, S.E.; T. Morgan; R. Castro. 1975. Thermal studies on tropical marine ecosystems in Puerto Rico. ed. *IAEA*. (401)421-969.

Kreh, T. V., Derwort, J. E. 1976. Effects of entrainment through oconee Nuclear Station on Carbon-14 assimilation rates of phytoplankton. Thermal Ecology II. Proceedings of a symposium held at Augusta, Georgia (april 2-5).

Lankford, T.E.L. 1990. *Ecological effects of thermal discharges*. chapter 6. ed. Elsevier Allied Science. 163-203.

Laws, E. A. 1993. *Aquatic pollution (an introductory text)*. 2a. ed. An Interscience publication John Wiley and Sons, Tnc. New York. 611 p.

Lehninger, A. L. 1989. *Bioquímica (las bases moleculares de la estructura y función celular)*. 2a. ed. Omega. Barcelona. 1117 p.

Leipper, D. F. 1970. A sequence of current patterns in the Gulf of Mexico. *Journal of Geophysics Research*. 75: 637-657.

Lewis, M.R. and J. C. Smith. 1983. A small volume, short-incubation-time method for measurement of photosynthesis as a function of incident irradiance. *Mar. Ecol. Prog. Ser.* 13:99-102.

Leverenz, J. W. 1987. Chlorophyll content and the light response curve of shade adapted conifer needles. *Physiol. Plant.* 71:20-29.

- Leverenz, J. W. 1988. The effects of illumination sequence, CO₂ concentration, temperature and acclimation on the convexity of the photosynthetic light response curve. *Physiol. Plant.* 74:332-341.
- Leverenz, J. W., Falk, S., Pilström, C-M. and Samuelsson, G. 1990. The effects of photoinhibition on the photosynthetic light response curve of green plant cells (*Chlamydomonas reinhardtii*). *Planta. (Berl.)*. 182: 161-168.
- Lorenzen, C. J. 1966. A method for the continuous measurement of in vivo chlorophyll concentration. *Deep-Sea Research*. 13: 223-227.
- Lund, J. W. G., C. Kipling and E. D. Le Cren. 1958. The inverted microscope of estimating algal numbers and the statistical basis of estimations by counting. *Hydrobiologia*. XI(2):143-170.
- Madden, C. J and J. W. Day, Jr. 1992. Induced turbulence in rotating bottles affects phytoplankton productivity measurement in turbid waters. *J. of plankton Research*. 14(8):1171-1191.
- Margalef, R. 1983. *Limnologia*. Omega. Barcelona. 203-245.
- Marra, J. 1978. Effect of short-term variations in light intensity on photosynthesis of a marine phytoplankton: a laboratory simulation study. *Mar. Biol.* 46:191-202.
- Meeson, W. B. and B. M. Sweeney. 1982. Adaptation of *Ceratium furca* and *Gonyaulax polyedra* (Dinophyceae) to different temperatures and irradiances: growth rates and cell volumes. *J. Phycol.* 18:241-245.
- Merrell, W. J. and J. M. Morrison. 1981. On the circulation of the western Gulf of Mexico with observation from April 1978. *Journal of Geophysical Research*. 86: 4181-4185.
- Morgan, P. H., G. R. Stross. 1969. Destruction of phytoplankton in the cooling water supply of a steam electric station. *Chesapeake Science* 10(4): 165-171.
- Morris, I. 1980. *The physiological ecology of phytoplankton*. Studies in ecology Vol. 7 University of California Press. Berkeley and Los Angeles. 625 p.
- Morrison, J. M., W. J. Merrell Jr., R. M. Key and T. C. Key. 1983. Property distributions and deep chemical measurement within the western Gulf of Mexico. *J. Geophys. Res.* (88)C4: 2601-2608.
- Navarro, J. N. 1981 a. Survey of marine diatoms of Puerto Rico, I. suborders Coscinodiscineae and Rhizusdeniineae. *Bot. Mar.* 24: 427-439.

- Navarro, J. N. 1981 b. Survey of marine diatoms Puerto Rico, II. suborders Biddulphiineae: Biddulphiaceae, Lithodesmiaceae and Eupodisceaceae. *Bot. Mar.* 24: 615-630.
- Navarro, J. N. 1982 a. Survey of marine diatoms of Puerto Rico, III. suborders Biddulphiineae: family Chaetoceraceae. *Bot. Mar.* 25: 305-319.
- Navarro, J. N. 1982 c. Survey of marine diatoms associated with mangrove roots in the Indian river, Florida, U.S.A. *Biblioteca phycologica*, 61: 1-51.
- Navarro, J. N. 1983. Survey of the marine diatoms of Puerto Rico, VI. Suborder Raphidineae. Family Naviculaceae (Genera: Haslea, Mastogloia and Navicula). *Bot. Mar.* 26: 119-136.
- Nugent, R. S. (1970). *The effects of thermal effluent on some macrofauna of subtropical estuary*. PhD. Dissertation, University of Miami, Florida.
- Nybakken, W. J. 1988. *Marine Biology (an Ecology approach)*. 2a. ed. Harper Collins Publishers. New York, E.U.A. 20-27.
- Odum, E. P. 1972. *Ecología*. Nueva Editorial Interamericana. 3a. de. México D.F. 639 p.
- Paragallo, M. H. and M. Paragallo. 1965 (1897-1908). *Diatomées Marines de France et des districts maritimes voisins*. A. Ashe [Co., Amsterdam.. 491 p.
- Peck, S. L. and R. F. Uglow. 1990. Two methods for the assessment of the oxygen content of small volumes of seawater. *J. Exp. Mar. Biol. Ecol.*, 141:53-62.
- Platt, T., Gallegos, C. L. and W. G. Harrison. 1980. Photoinhibition of photosynthesis in natural assemblages of marine phytoplankton. *J. Mar. Res.* 38:687-701.
- Prioul, J. L. and P. Chartier. 1977. Partitioning of transfer and carboxylation components of intracellular resistance of photosynthetic CO₂ fixation: a critical analysis of the methods used. *Ann. Bot.* 41:789-800.
- Proshkina-Laurenko, A. J. 1955. *Diatomouve vodorosli planktone chernogo Marina*: Izdafelstvo Akademii Nauk S. S. S. R. Botanicheskii, Institut, V. L. Komarova: 1-22.
- Reetz, S.D. 1979. Phytoplankton studies in the Missouri river at fort Calhoun station and Cooper nuclear station. *In: The middle Missouri river*. Hesse, L. W.,

Hergentrader, G. L., Lewis, H. S., Reetz, S. D. and Schlesinger, A. B. (Eds.). The Missouri river study group. Lincoln. (4):71-83

Reusch, B. B. and M. I. Abdullah. 1977. An automatic method for the determination of ammonia in sea water. *Water Res.*, 11: 637-638.

Riisgard, H. U. 1981. Cell-volume responses in the Naked marine flagellate *Dunaliella marina* transferred from darkness to light of different intensities. *Bot. Mar.* (24): 657-659.

Roessler, M. 1971. Environmental changes associated with a Florida power plant. *Mar. pollut. Bull.*, 2: 87-90.

Round, F. E., R. M. Crawford. and D. G. Mann. 1990. *The diatoms (biology and morphology of the genera)*. Cambridge University Press. NewYork. 747 p.

Sand-Jensen, K. 1989. Environmental variables and their effect on photosynthesis of aquatic plant communities. *Aquatic Botany*, 34: 5-25.

Schiller, J. 1930. *Kryptogamen-Flora Silicoflagellatae*. ed. Deutschland, Osterreich und der Schweiz. 1-273.

Skeggs, L. T. 1957. Automatic method for colorimetric analysis. *Am. J. Clin. Pathol.*, 28:311-322.

Smith, E. L. 1936. Photosynthesis in relation to light and carbon dioxide. *Proc. Nat. Acad. Sci.* 22:504-511.

Smith, R. A., A. S. Brooks and L. D. Jensen, 1974. Primary production, In: Environmental responses to thermal discharges from Marshall Steam Station, Lake Norman, North Carolina, (Ed.)L. D. Jensen 139-147.

Solorzano, L. 1969. Determination of ammonia in natural waters by the phenolhypochlorite method. *Limnol. Ocenogr.* 14: 799-801.

Starker, L. A. 1977. *Fauna silvestre de México (aves y mamíferos de caza)*. Ed. Inst. Mex. Rec. Nat. Renov. México D. F. 670 p.

Strickland, J. D. H. and T. R. Parsons. 1972. A practical handbook of seawater analysis. 2a. edition. *Fisheries Research Board of Canada Bulletin* 167. 311 p.

Stuart, T. J., and J. A. Stanford. 1978. A case of thermal pollution limited primary productivity in a southwestern U.S.A. reservoir. *Hydrobiologia* (58)3:199-211.

Suárez, P. y Gasca. 1989. El plancton y las cadenas tróficas. *Ciencias* (16):3-5.

- Tait, R. V. 1987. *Elementos de Ecología Marina*. Acribia. 2a. ed. Zaragoza, España. 446p.
- Talling, J. F. 1957. Photosynthetic characteristics of some freshwater plankton diatoms in relation to underwater radiation. *New Phytol.* 56: 29-50.
- Takahashi, M., S., Shimura, Y. Yamaguchi and Y. Fujita,. 1971. Photo-inhibition of phytoplankton photosynthesis as a function of exposure time. *J. Ocenog. Soc. Japan* 27 (2): 43-50.
- Takesue, K. And A. Tsuruta, 1978. The thermal effects of cooling system of a thermal power plant on photosynthesis of marine phytoplankton. *J. Ocean. Soc. of Japan.* 34:295-302.
- Téllez, V. M. A. A. 1995. Aspectos ecológicos del fitoplancton en el sistema lagunar Chacahua-Pastoría, Oaxaca, en un ciclo anual (1982-1983). Tesis profesional. FES Zaragoza. UNAM. México D.F. 100 p.
- Thompson, P. A., P. J. Harrison and J. S. Parslow. 1991. Influence of irradiance on cell volume and carbon quota for ten species of marine phytoplankton. *J. Phycol.* 27: 351-360.
- Thorhaug, A. 1974. *Effect of thermal effluents on the marine biology of southeastern Florida*. Eds: Gibbons and Sharitz. 518-531 p.
- Treguer, P. and P. Le Corre. 1974. *Manuel d'analyse des sels nutritifs dans l'eau de mer. Laboratoire d'Océanologie Chimique*. Universitr de Bretagne Occidentale. Brest. 58 p.
- Villa, A. V. y L. I. Cuervo,. 1988. *Medición de la productividad primaria en el oeste del Golfo de México (mayo 1983)*. En: Física y Química del Océano. Sría. de Marina (Edit.). Dir. Gral. Oceanog. Naval. INV OCEAN/F.Q. (IV)1: 1-36.
- Vollenweider, R. A. 1974. *A manual on methods for measuring: Primary production in aquatic environments*. Blackwell scientific publications. IBP Handbook No. 12. Oxford. 225.
- Walker, D. 1990. *The use of the oxygen electrode and fluorescence probes in simple measurements of photosynthesis*. Cataloguing in publication data. Robert Hill Institute. The University of Sheffield. 203 p.
- Warinner, J. E. and M. L. Brehmer. 1966. *The effects of thermal effluents on marine organisms*. Air and Wat.Pollut. Int. J. Pergamon Press. 10: 277-289:

Webb, W. L., M. Newton and D. Starr. 1974. Carbon dioxide exchange of *Alnus rubra*: A mathematical model. *Oecologia*, 17: 281-291.

Whittaker, H. R. 1970. *Comunities and Ecosystems*. 2a. ed. Collier Macmillan Publishers. London. 206-208.

Yentsch, C. and D. W. Menzel. 1963. A method for determination of phytoplankton, chlorophyll and phaeo-pigments by fluorescence. *Deep sea Res.* (10):221-231.

Yentsch, Ch. S. and R. F. Scagel. 1958. Diurnal study of phytoplankton pigments (an in situ study in east sound, Washington). *J. Mar. Res.* 17:567-581.

Zeeman, S. I. 1985. The effects of tropical storm Dennis on Coastal phytoplankton. *Estuarine, Coastal and Shelf Science*. 20: 403-418.

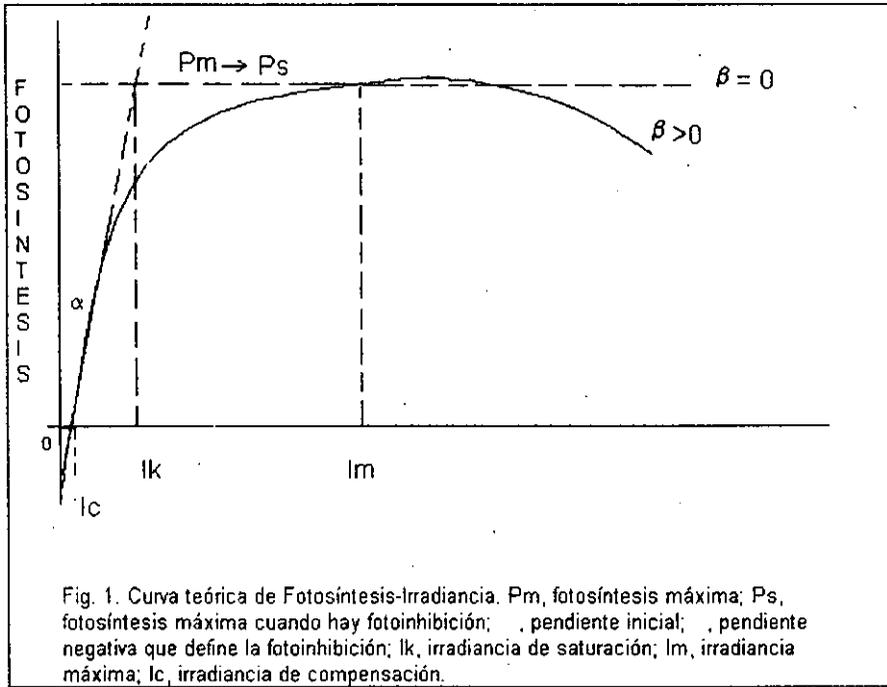


Fig. 1. Curva teórica de Fotosíntesis-Irradiancia. P_m , fotosíntesis máxima; P_s , fotosíntesis máxima cuando hay fotoinhibición; α , pendiente inicial; β , pendiente negativa que define la fotoinhibición; l_k , irradiancia de saturación; l_m , irradiancia máxima; l_c , irradiancia de compensación.

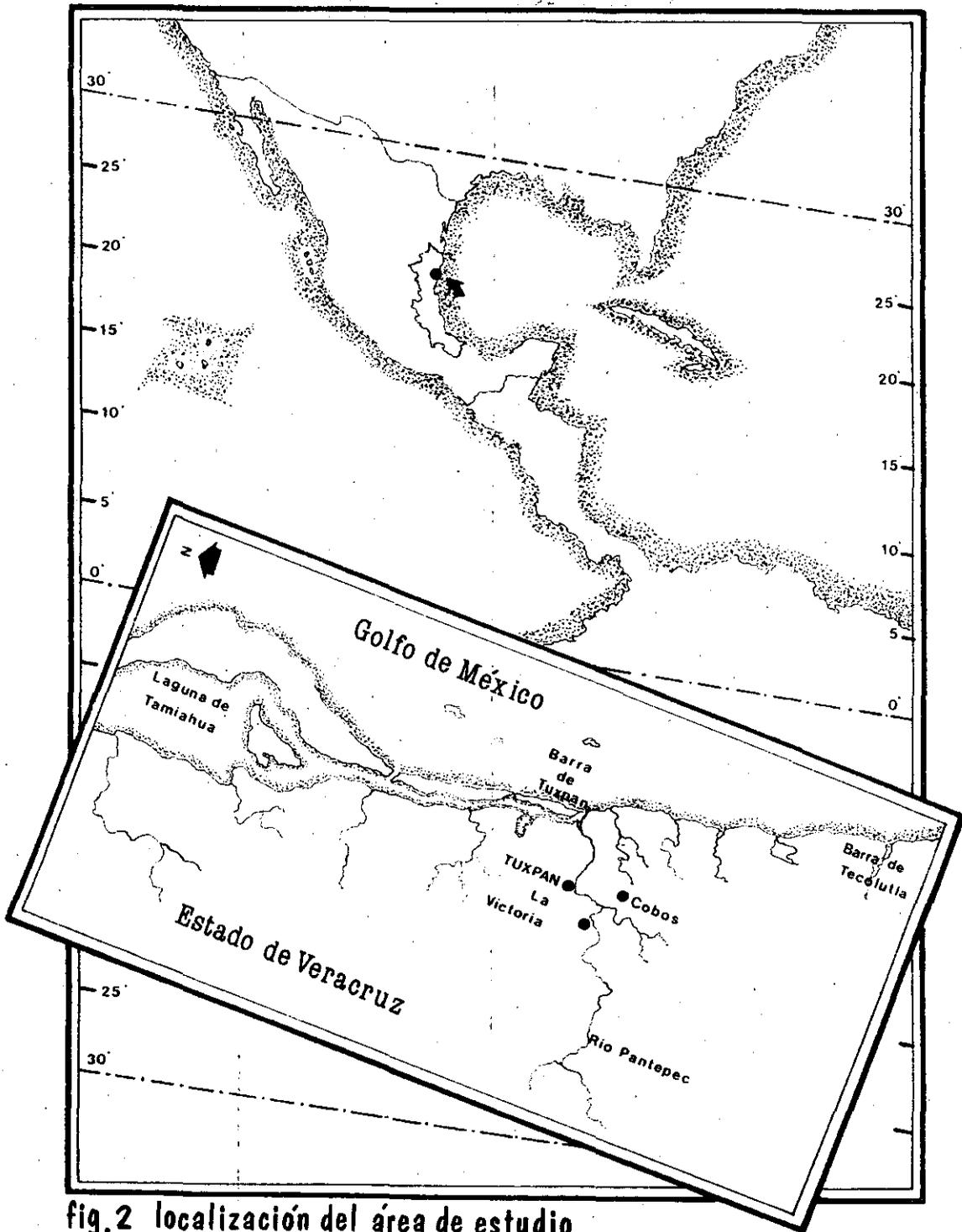


fig.2 localización del área de estudio

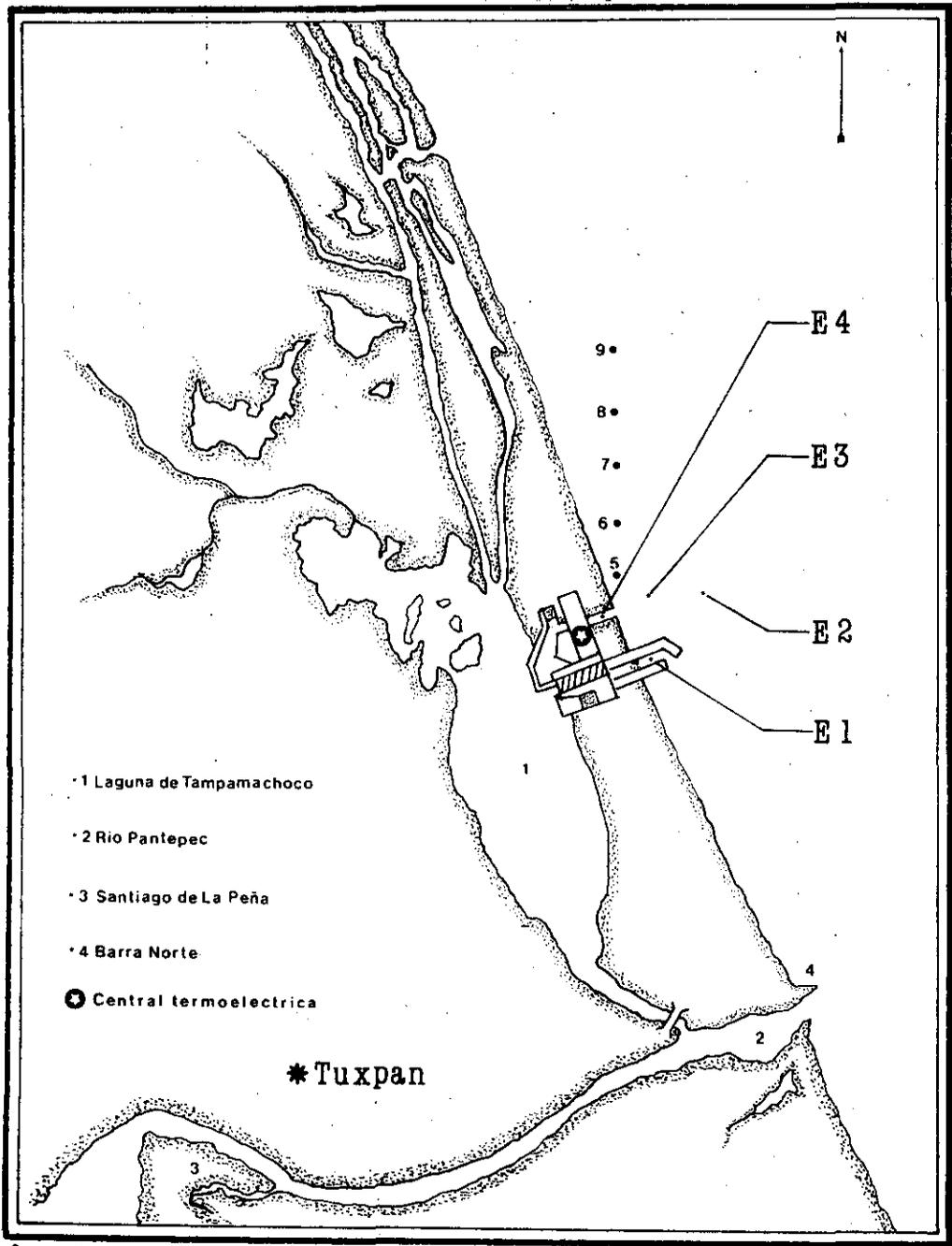


fig. 3 estaciones de muestreo

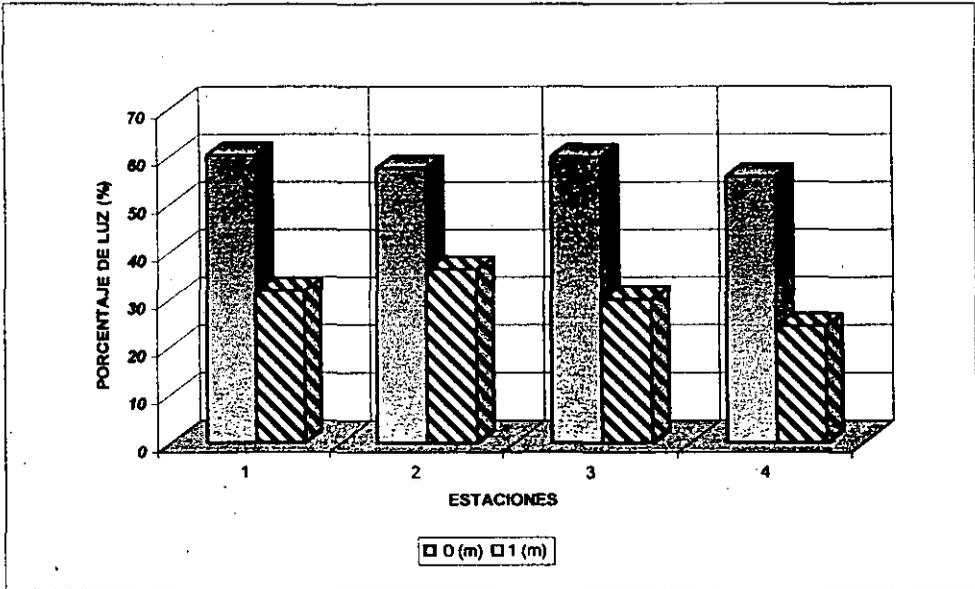


Fig.4. Incidencia de luz solar en dos estratos de la columna de agua

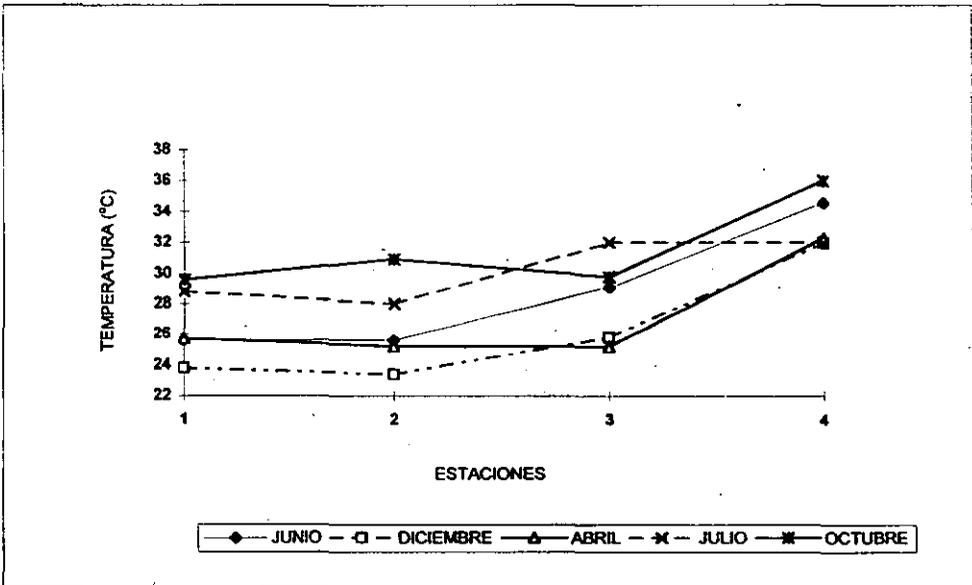


Fig. 5. Temperatura del agua durante los meses y estaciones de muestreo en Tuxpan, Ver. (1993-1994).

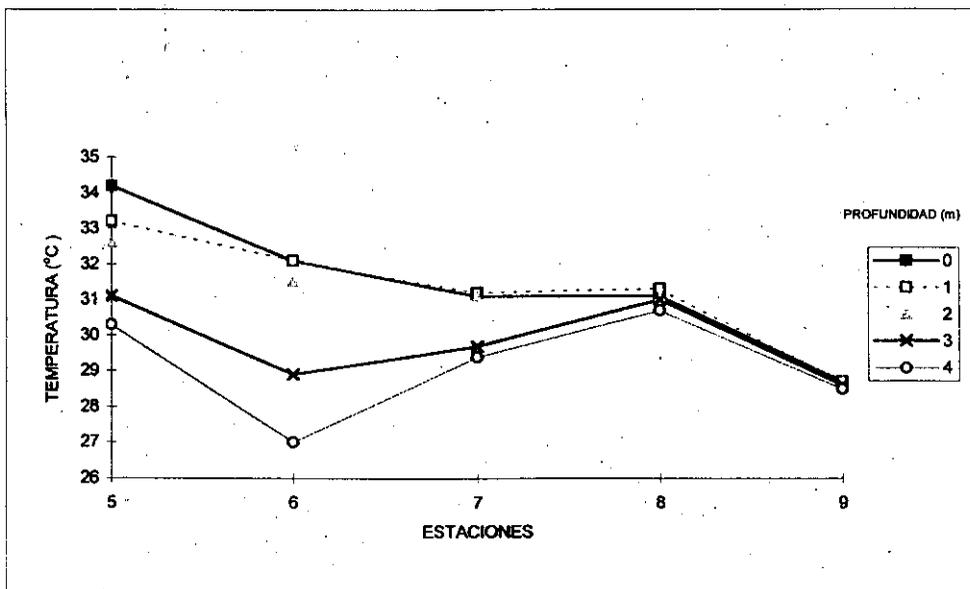


Fig. 6. Distribución de la temperatura del agua a diferentes profundidades y a través de la línea de costa (pluma térmica) en julio de 1994.

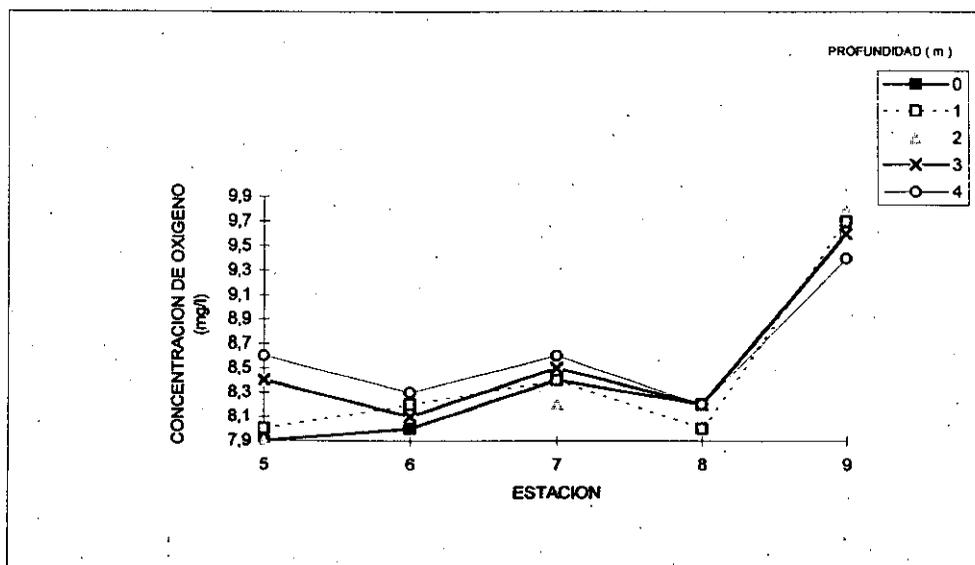


Fig. 7. Distribución de oxígeno a diferentes profundidades y a través de la línea de costa en julio de 1994.

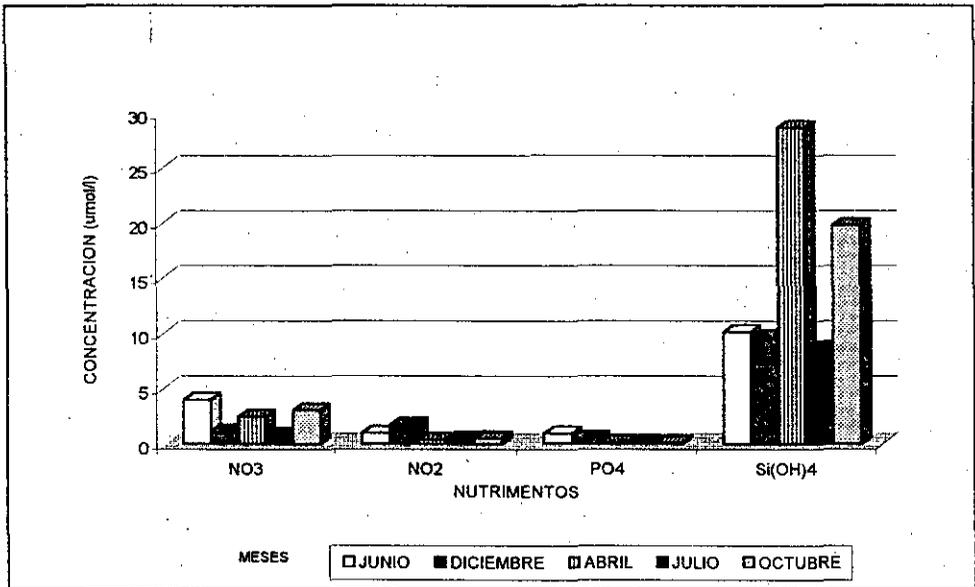


Fig. 8. Concentración de nutrientes básicos en el agua durante los meses de muestreo. Tuxpan, Ver.(1993-1994).

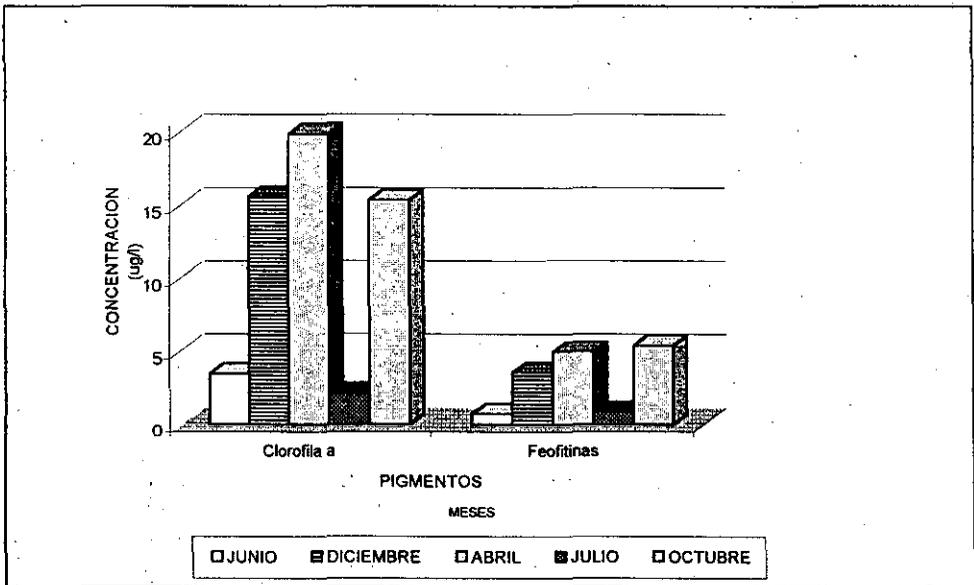
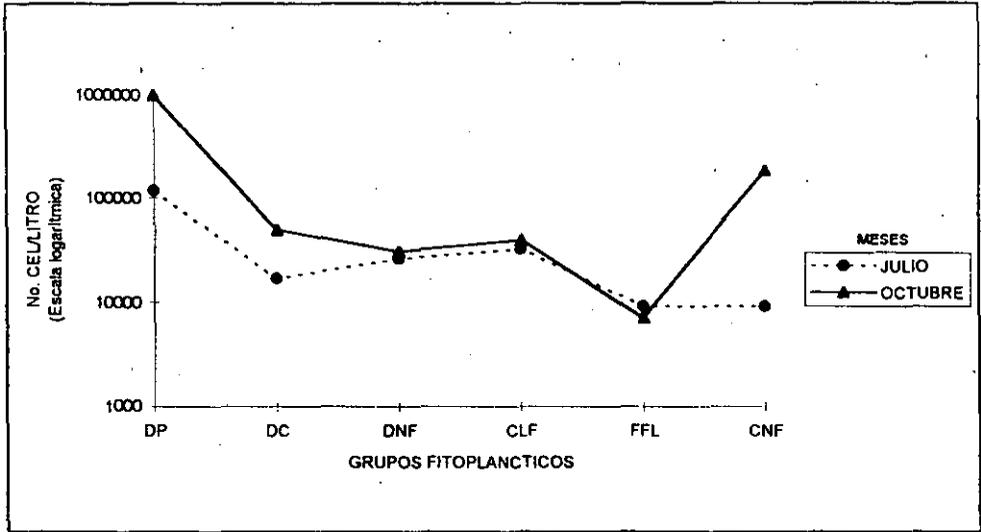
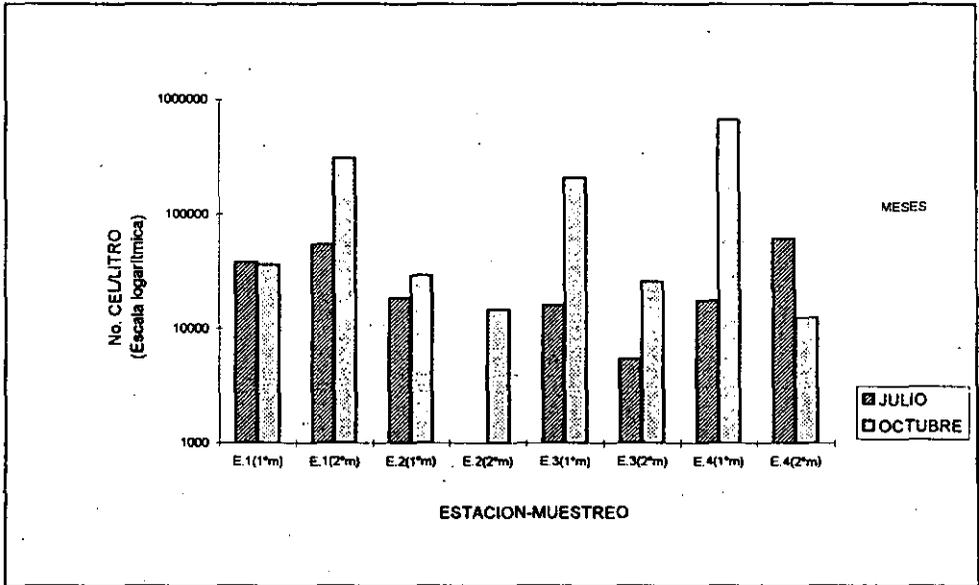


Fig. 9. Concentración de clorofila a y feofitinas en el agua durante los meses de muestreo.



DP = DIATOMEAS PENADAS DC = D. CENTRICAS DNF = DINOFLAGELADOS CLF = COCOLITOFORIDOS
 FFL = FITOFLAGELADOS CNF = CIANOFITAS

Fig. 10 Abundancia fitoplanctica registrada durante los experimentos



1° m = MUESTREO MATUTINO

2° m = MUESTREO VESPERTINO

Fig. 11 Abundancia total registrada por estación y muestreo durante los experimentos

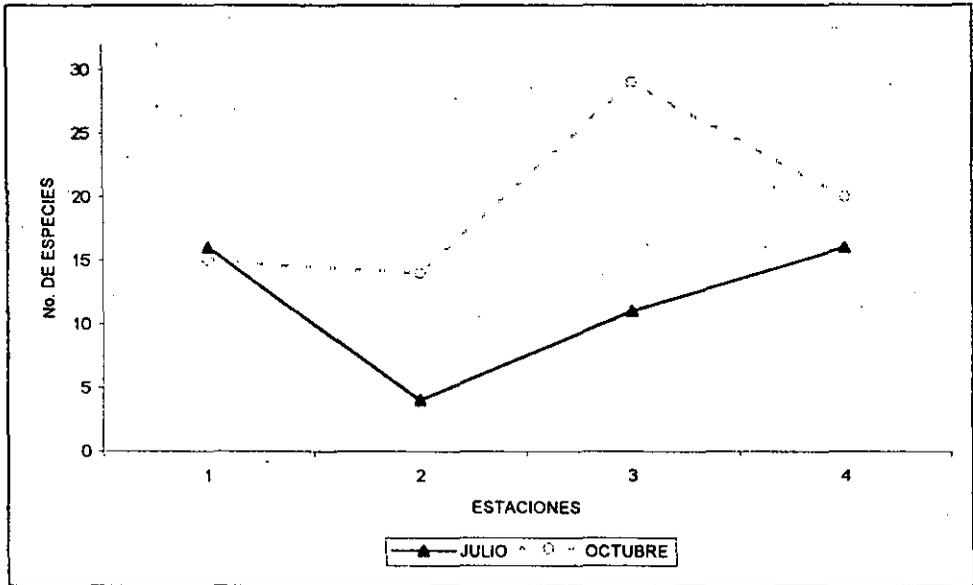
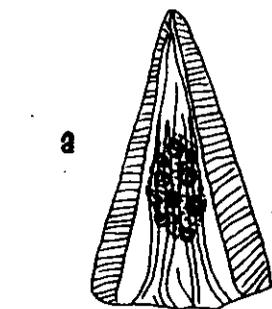
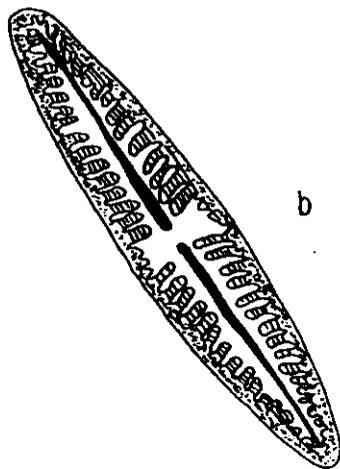


Fig. 12 Riqueza de especies por estación en las muestras para experimentación.



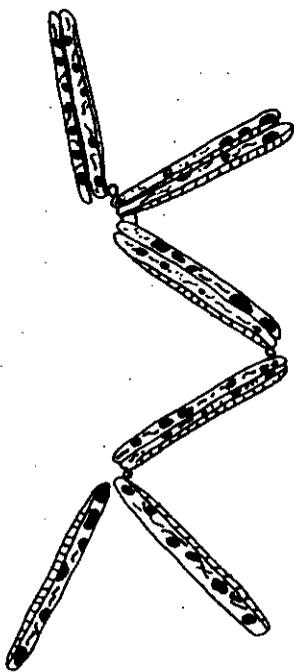
a

400x



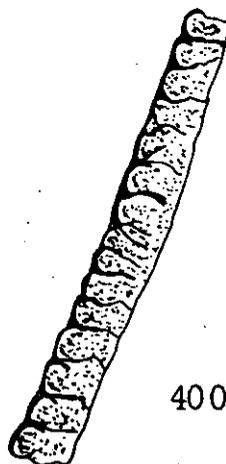
b

400x



c

400X



d

400X

Fig. 13 Diatómeas Pennadas: a) Licmophora sp, b) Navicula sp, c) Thalassiosinema sp, d) Cymatosira sp

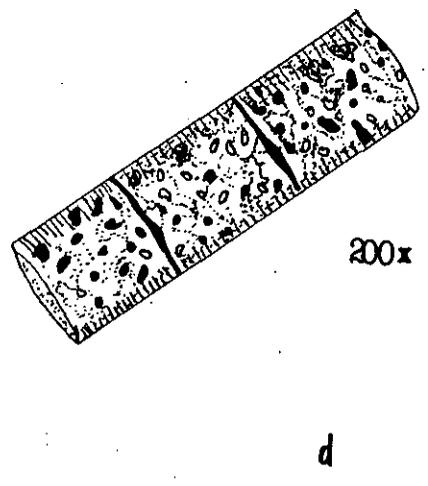
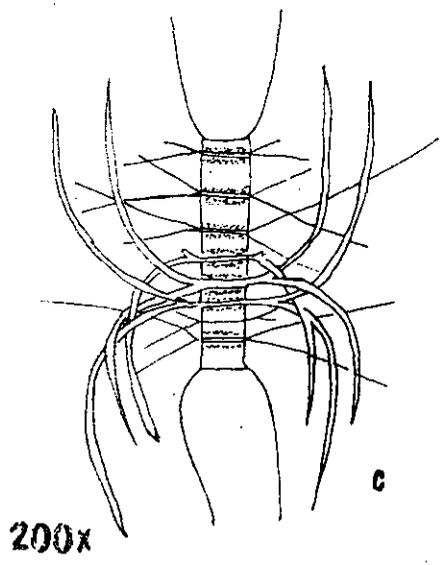
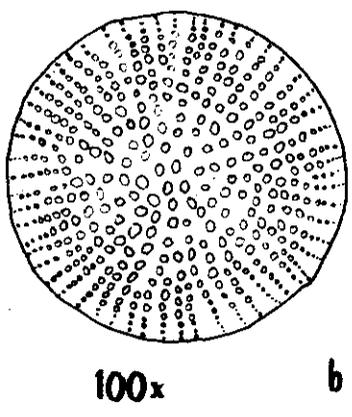
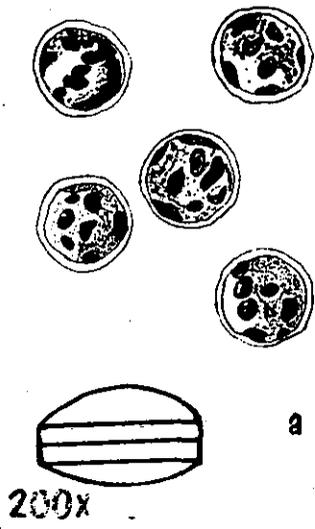


Fig. 14 Diatomeas Centricas: a) *Thalassiosira* s, b) *Coscinodiscus* sp, c) *Chaetoceros* sp, d) *Guinardia* sp.

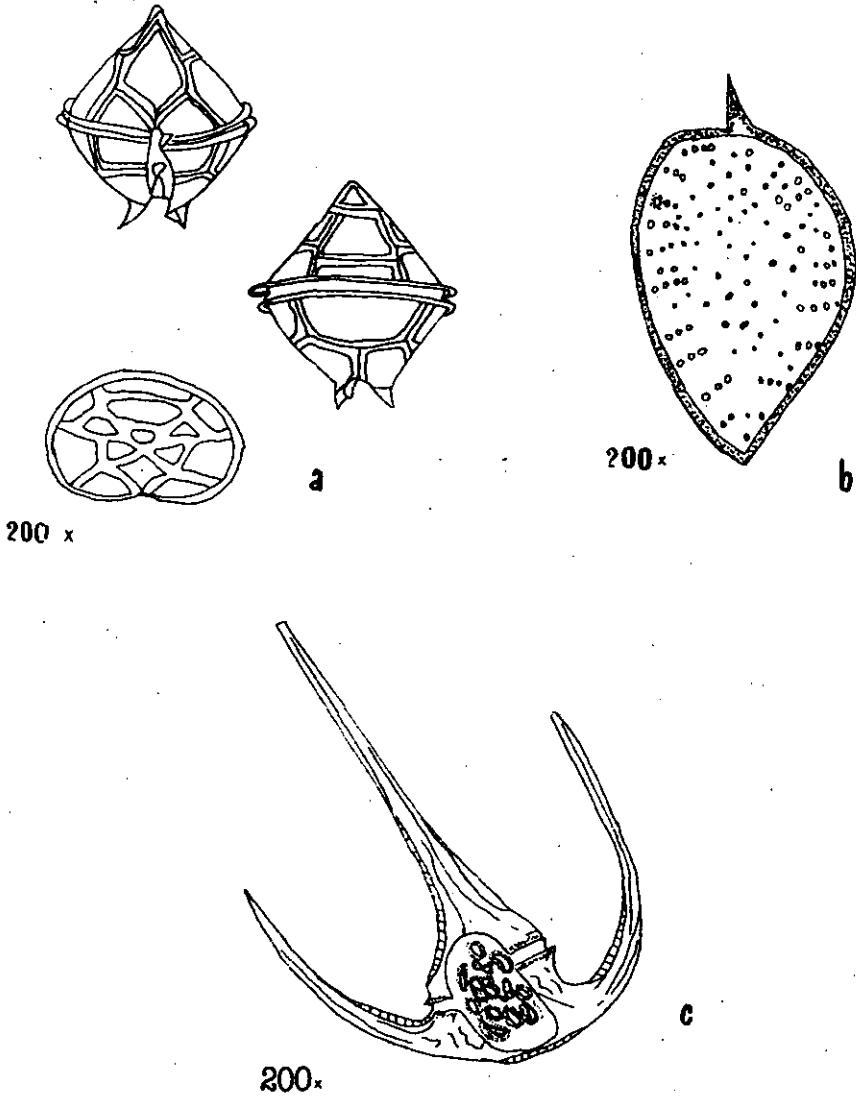


Fig. 15 Dinoflagelados: a) *Protoperidinium* sp, b) *Prorocentrum* sp, c) *Ceratium* sp.

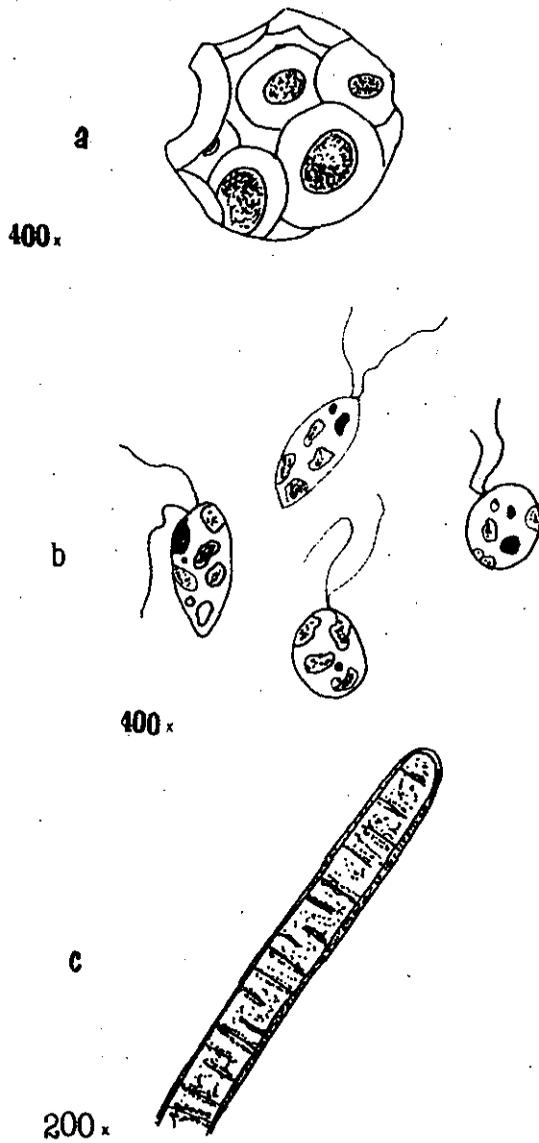


Fig. 16 a) Cocolitoforido, b) Fitoflagelado, c) Cianofita

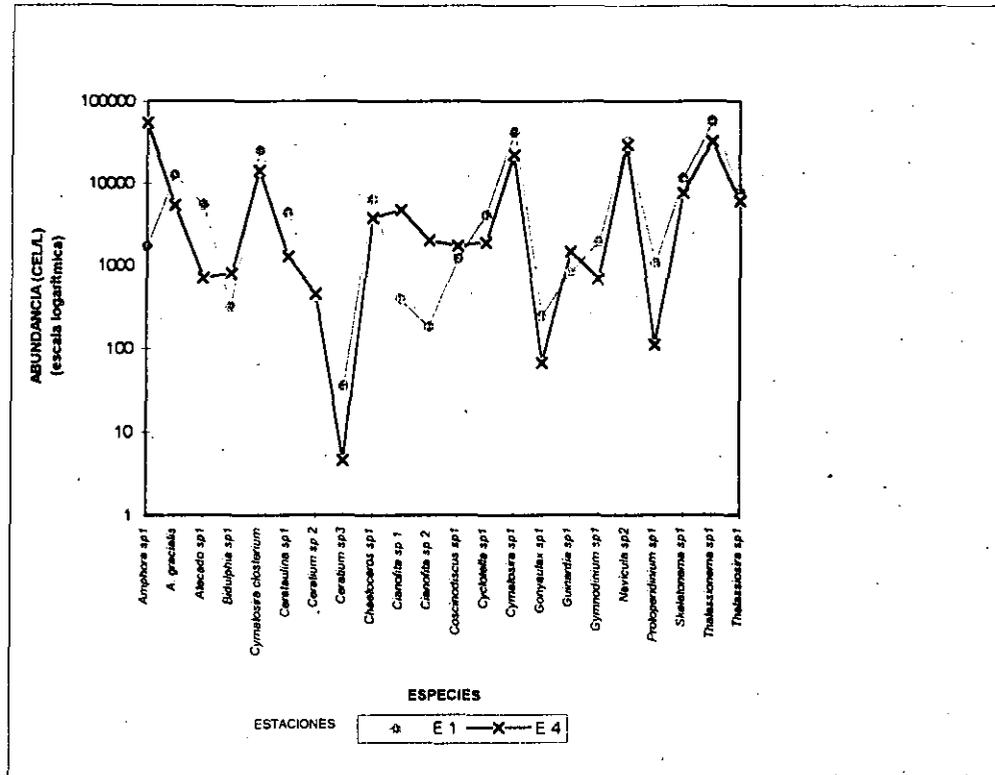


Fig. 17 Especies más abundantes en los canales de entrada (E1) y descarga (E4) en la central termoeléctrica.

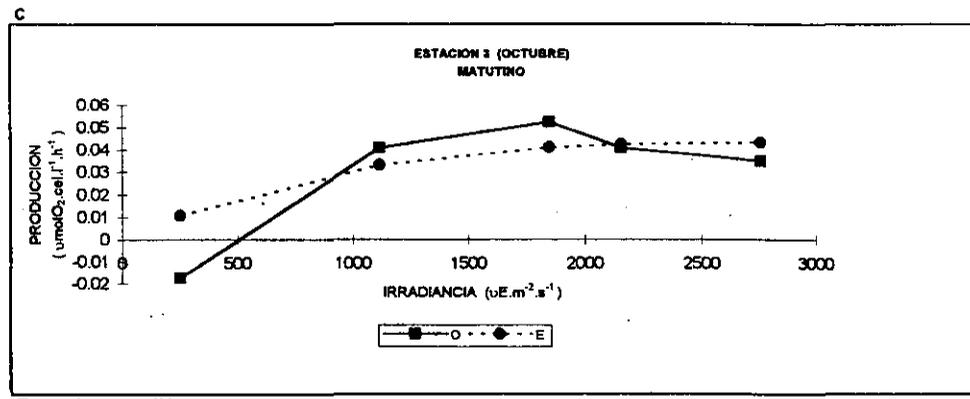
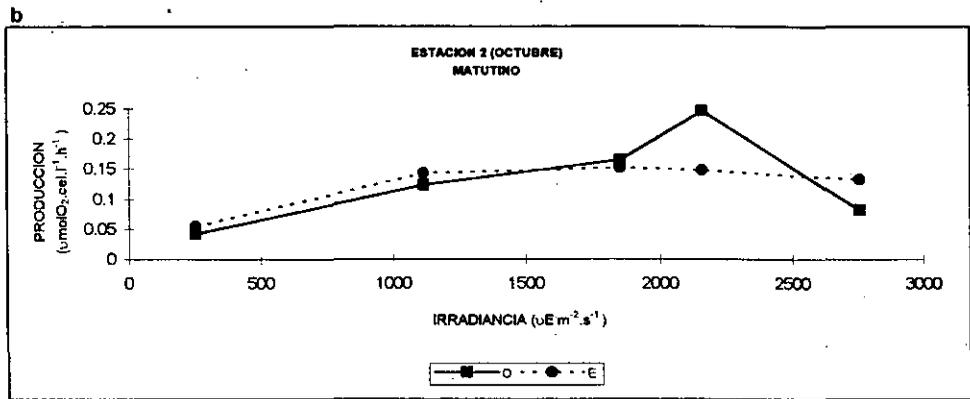
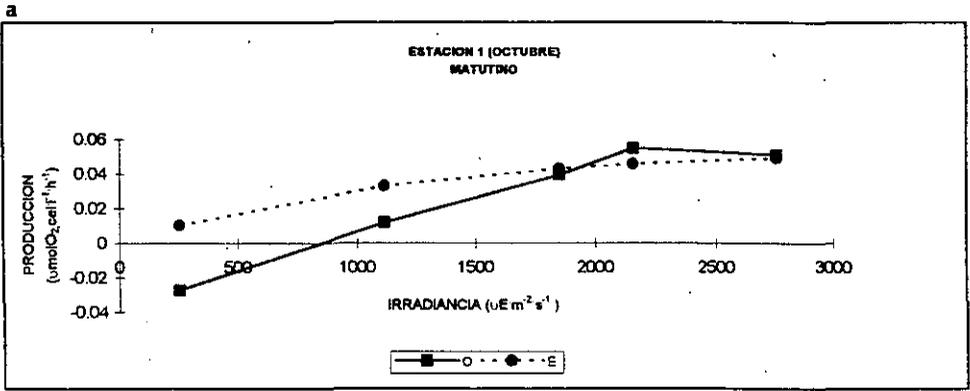
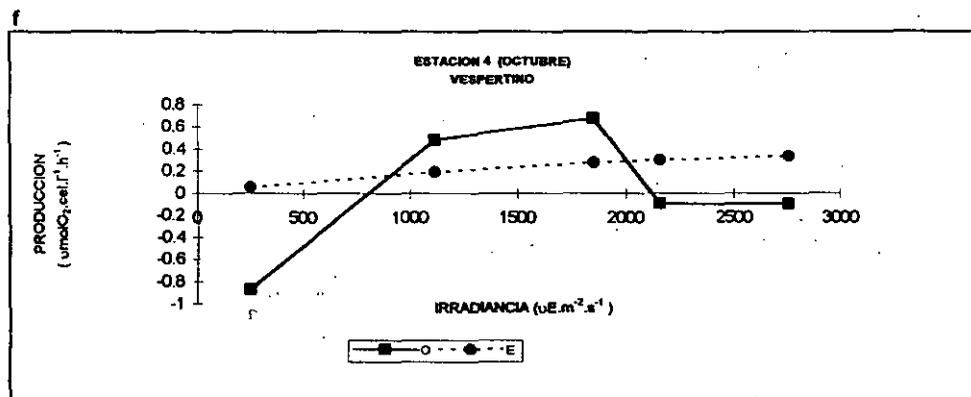
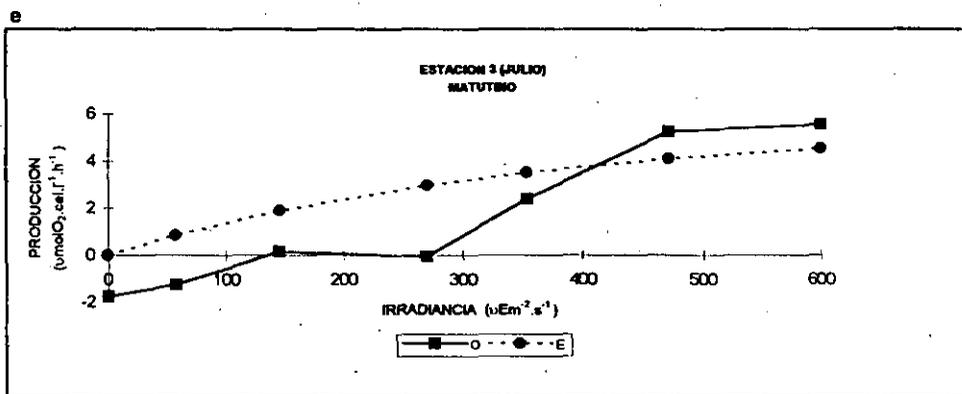
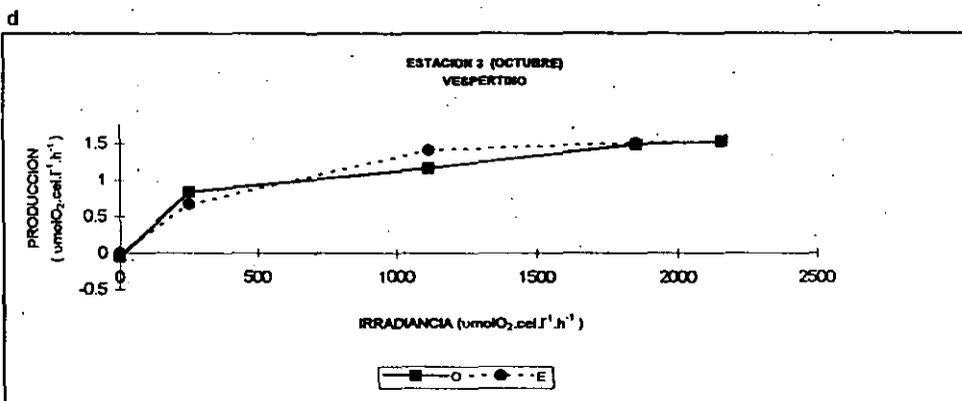


Fig.18 Curvas de fotosíntesis-irradiancia de los experimentos según la ecuación de Platt *et al* (1980) en la zona de influencia de la central termoeléctrica "Adolfo López Mateos" Tuxpan, Ver.



Nota: O : datos observados E : datos esperados

Fig.18 Curvas de fotosíntesis-irradiancia de los experimentos según la ecuación de Platt et al (1980) en la zona de influencia de la central termoeléctrica "Adolfo López Mateos" Tuxpan, Ver.

TABLA 1. PARAMETROS FISICOQUIMICOS DEL AGUA REGISTRADOS EN LAS ESTACIONES DE MUESTREO EN LA CENTRAL TERMoeLECTRICA, TUXPAN, VER.

a

PROFUNDIDAD MEDIA ± D. ESTANDAR	PERFIL DE LUZ (%)			
	0 (m) x±Sx	1 (m) x±Sx	2 (m) x±Sx	3 (m) x±Sx
ESTACION				
1	60.2±9.7	32±12.5	19±10.1	12±9.4
2	57.5±16.2	36.3±12.1	30±9.7	21±12.4
3	60±12	30.0±6.7	14.4±6.0	11.0±11.4
4	568±20.5	24.4±7.3		

b

ESTACIONES	TEMPERATURA (°C)	OXIGENO (mg/l)	pH
	x±Sx	x±Sx	x±Sx
1	26.7±2.42	8.2±0.3	8.3±0.08
2	26.6±3.1	8.2±0.6	8.4±0.05
3	28.3±2.8	8.1±1.5	8.3±0.05
4	33.3±1.8	7.5±1.6	8.3±0.05

c

PARAMETROS MEDIA ± D. ESTANDAR	NITRATOS (umol/l)	NITRITOS (umol/l)	FOSFATOS(umol/l)	SILICATOS (umol/l)
	x±Sx	x±Sx	x±Sx	x±Sx
ESTACION				
1	1.5±0.9	0.7±0.6	0.3±0.3	12±5.8
2	3±2.1	0.9±0.3	0.3±0.3	17.7±13.2
3	2.0±1.4	0.9±0.57	0.3±0.2	17±15.2
4	2.6±1.6	0.7±0.7	0.3±0.3	15.1±11.6

d

CLOROFILA "a" (ug/l)	FEOFITINAS (ug/l)
x±Sx	x±Sx
3.6±2.4	0.8±0.5
1.7±1.3	0.2±0.2
3.0±2.5	0.9±0.6
2.9±2.1	1.0±0.9

Nota: se promediaron los meses junio, diciembre, abril, julio y octubre

**TABLA 2. TEMPERATURA DEL AGUA (°C), CONCENTRACION DE CLOROFILA "a" (ug/l),
 CONCENTRACION DE FEOFITINAS (ug/l) Y DIFERENCIA DE TEMPERATURA (), MEDIDOS EN EL CANAL DE
 ENTRADA (E.1) Y CANAL DE DESCARGA (E.4) EN DIFERENTES PERIODOS.**

MESES	ESTACION 1			ESTACION 4			°C
	TEMPERATURA	CLOROFILA "a"	FEOFITINA	TEMPERATURA	CLOROFILA "a"	FEOFITINA	
JUNIO *	25.6	1.3	0.2	34.6	1.2	0.2	9
DICIEMBRE *	23.8	4.2	1	31.5	4.1	0.9	8
JULIO**	25.7	6	1.5	32.3	5.8	1.4	7
ABRIL**	28.8	0.6	0.3	32.3	0.6	0.08	4
OCTUBRE**	29.6	5.7	1.1	36	2.8	2.4	6.5

*año 1993

**año 1994

TABLA 3. LISTA TAXONOMICA DE ESPECIES PRESENTES EN LA ZONA COSTERA DE TUXPAN, VER. (1993-1994).

CLAVE	CHRYSTOPHYTA	CLAVE	CENTRICAEE	CLAVE	DINOPHYCEAE
	BACILLARIOPHYCEAE	40	<i>Actinoptichus</i> sp1	69	Atecado 1
	PENNATAE	41	<i>Asteromphalus</i> sp1	70	Atecado 2
1	<i>Acnanthes</i> sp1	42	<i>Bacteriastrum</i> sp1	71	<i>Blefarocista</i> sp1
2	<i>Amphora gracialis</i>	43	<i>Biddulphia</i> sp1	72	<i>Ceratium</i> sp1
3	<i>Amphora</i> sp1	44	<i>Cerataulina</i> sp1	73	<i>Ceratium</i> sp2
4	<i>Cocconeis</i> sp1	45	<i>Chaetoceros</i> sp1	74	<i>Ceratium</i> sp3
5	<i>Cymatosira closterium</i>	46	<i>Climacodium</i> sp1	75	<i>Dinophysis caudata</i>
6	<i>Cymatosira</i> sp1	47	<i>Coscinodiscus</i> sp1	76	<i>Dinophysis</i> sp1
7	<i>Cymbella</i> sp1	48	<i>Coscosira</i> sp1	77	<i>Disodinium</i> sp1
8	<i>Diploneis bombus</i>	49	<i>Cyclotella</i> sp1	78	<i>Gonyaulax</i> sp1
9	<i>Diploneis</i> sp1	50	<i>Eucampia</i> sp1	79	<i>Gymnodinium</i> sp1
10	<i>Donkinia</i> sp1	51	<i>Guinardia</i> sp1	80	<i>Ornithocercus</i> sp1
11	<i>Entomoneis</i> sp1	52	<i>Hemiaulus</i> sp1	81	<i>Oxitoxum</i> sp1
12	<i>Fragilaria</i> sp1	53	<i>Hemidiscus</i> sp1	82	<i>Podolampas</i> sp1
13	<i>Grammatophora</i> sp1	54	<i>Lauderia</i> sp1	83	<i>Protoperidinium</i> sp1
14	<i>Gyrosigma</i> sp1	55	<i>Leptocilindrus</i> sp1	84	<i>Pyrophacus</i> sp1
15	<i>Haslea</i> sp1	56	<i>Lithodesmium</i> sp1		
16	<i>Licmophora</i> sp1	57	<i>Odontella</i> sp1		
17	<i>Licmophora</i> sp2	58	<i>Paralia</i> sp1		
18	<i>Mastogloia</i> sp1	59	<i>Podosira</i> sp1		
19	<i>Melosira triconfusa</i>	60	<i>Rhizosolenia</i> sp1		
20	<i>Navicula</i> sp1	61	<i>Skeletonema</i> sp1	85	<i>Cianofita</i> sp1
21	<i>Navicula</i> sp2	62	<i>Thalassiosira</i> sp1	86	<i>Cianofita</i> sp2
22	<i>Nitzschia</i> sp1	63	Diatomeas centricas no identificadas	87	<i>Cianofita</i> sp3
23	<i>Nitzschia</i> sp2			88	<i>Mesodinium rubrum</i>
24	<i>Nitzschia paradoxa</i>			89	<i>Scenedesmus</i> sp1
25	<i>Nitzschia pungens</i>				
26	<i>Nitzschia sicula</i>	64	DYCTIOPHYCEAE		
27	<i>Nitzschia sigma</i>	65	<i>Dyctiocha</i> sp1		
28	<i>Pinnularia</i> sp1		Silicoflagelado 1		
29	<i>Plagiotropis</i> sp1				
30	<i>Pleurosigma</i> sp1		PRYMNESIOPHYCEAE	90	Clorofitas no identificadas
31	<i>Psamodictyon</i> sp1	66			
32	<i>Raphoneis</i> sp1		Cocolitoforido 1		
33	<i>Rophalodia</i> sp1				
34	<i>Stauroneis</i> sp1		PYRRROPHYTA	91	Fitoflagelada 1
35	<i>Suirella</i> sp1			92	Fitoflagelada 2
36	<i>Thalassionema</i> sp1		DESMOKONTAE	93	Fitoflagelada 3
37	<i>Thalassiotrix</i> sp1	67			
38	<i>Trachyneis</i> sp1	68	<i>Prorocentrum</i> sp 1		
39	Diatomeas pennadas no identificadas		<i>Prorocentrum</i> sp2		

TABLA 4. VALORES PROMEDIO DE LA ABUNDANCIA FITOPLANCTICA POR ESTACION, TUXPAN, VER.

GRUPO/ESTACION	ESTACION 1	ESTACION 2	ESTACION 3	ESTACION 4
MEDIA ± D. ESTANDAR	x±Sx	x±Sx	x±Sx	x±Sx
DIATOMEAS PENADAS	41734±27721	4601±3104	24784±14461	39144±28165
DIATOMEAS CENTRICAS	9057±5395	3765±4339	6735±7805	5693±2922
DINOFLAGELADOS	2115±1092	4800±5007	3184±1289	875±982
COCOLITOFORIDOS	2146±3628	1272±1171	1353±1795	2782±4956
SILICOFLAGELADOS	197±143	64±96	99±155.3	69±88
FITOFLAGELADOS	925±968	1040±759	3192±4369	335±332
CIANOFITAS	352±215	532±491	355±599	1384±1594
CLOROFITAS	16±35	27±60	4214±9423	0±0
TOTAL	56543±39198	16103±10652	43916±39898	50283±39041

Unidades: Número de células y/o filamentos por litro

TABLA 5. VALORES PROMEDIO MENSUALES DE LA ABUNDANCIA FITOPLANCTICA TOTAL EN LA ZONA DE ESTUDIO TUXPAN, VER.

GRUPO/MES	1993		1994		
	JUNIO	DICIEMBRE	ABRIL	JULIO	OCTUBRE
MEDIA ± D. ESTANDAR	x±Sx	x±Sx	x±Sx	x±Sx	x±Sx
DIATOMEAS PENADAS	31671±19392	23339±16402	41798±30570	12000±5528	29021±27856
DIATOMEAS CENTRICAS	8480±3247	12295±6450	5602±34882	2076±1012	3110±1067
DINOFLAGELADOS	4846±4668	2576±2310	1311±1474	1640±929	3344±1021
COCOLITOFORIDOS	272±317	246±271	193±310	1949±238	6781±3434
SILICOFLAGELADOS	45±42	211±77	28±47	227±151	24±36
FITOFLAGELADOS	3286±4419	1254±1137	245±253	1366±434	714±359
CIANOFITAS	1444±1254	374±342	70±76	257±80	1132±983
CLOROFITAS	0±0	0±0	0±0	21±34	5301±9105
TOTAL	50044±33341	40294±4218	49247±67612	19536±8407	49427±44931

Unidades: Número de células y/o filamentos por litro

TABLA 6. RIQUEZA DE ESPECIES FITOPLANTICAS POR GRUPO EN CADA ESTACION, TUXPAN, VER.

GRUPO/ESTACION	1	2	3	4
MEDIA ± D. ESTANDAR	$\bar{x} \pm Sx$	$\bar{x} \pm Sx$	$\bar{x} \pm Sx$	$\bar{x} \pm Sx$
DIATOMEAS PENADAS	24±4	13±4	19 ±5	20±3
DIATOMEAS CENTRICAS	12±7	8 ±2	11±3	12±3
DINOFLAGELADOS	9±2	7±3	8 ±3	6±2
COCOLITOFORIDOS	1±0.4	1±0	1±0.4	1±0.5
SILICOFLAGELADOS	1±0	1±0.5	1±0.5	1±0
FITOFLAGELADOS	2±1	1±0	2±1	1±0.4
CIANOFITAS	2±0	2±1	2±1	2±0.4
CLOROFITAS	1±.5	1±0.5	1±0.5	0±0
Total	52±6	34±8	45±12	43±4

Nota: Número de especies encontradas por grupo

TABLA 7. VALORES PROMEDIO MENSUALES DE ESPECIES FITOPLANTICAS TUXPAN, VER.

GRUPO/MES	JUNIO	DICIEMBRE	ABRIL	JULIO	OCTUBRE
MEDIA ± D. ESTANDAR	$\bar{x} \pm Sx$				
DIATOMEAS PENADAS	19±4	20±5	20±10	20±4	17±4
DIATOMEAS CENTRICAS	12±2	15±2	12±5	7±3	8 ±1
DINOFLAGELADOS	7±1	11±4	5±0.8	9±2	6±2
COCOLITOFORIDOS	1±0.5	1±0.5	1±0.5	1±0	1±0
SILICOFLAGELADOS	1±0.5	1±0	1±0.5	1±0.5	1±0.5
FITOFLAGELADOS	2±1	1±0.8	1±1	1 ±0.5	1±0
CIANOFITAS	2 ±0.5	2±0.5	1±0.9	2±0	1±0.5
CLOROFITAS	0±0	0±0	0±0	1±0.5	1±0.5
TOTAL	44±6	51±9	41±17	42±8.3	35±7

Nota: Número de especies encontradas por grupo

TABLA 8. ESPECIES REGISTRADAS EN LAS MUESTRAS EMPLEADAS
EN LOS EXPERIMENTOS DE FOTOSINTESIS-IRRADIANCIA

MES		JULIO							
ESTACION		1		2		3		4	
CLAVE	ESPECIES	M	V	M	V	M	V	M	V
40	<i>Actinoptichus</i> sp1								
2	<i>Amphora gracialis</i>		C						
3	<i>Amphora</i> sp1								
41	<i>Asteromphalus</i> sp1								
69	<i>Atecado</i> sp1	C		C					
72	<i>Ceratium</i> sp1								
73	<i>Ceratium</i> sp2					C		AE	
45	<i>Chaetoceros</i> sp1	E							
85	<i>Cianofita</i> sp1		C						
86	<i>Cianofita</i> sp2								
4	<i>Cocconeis</i> sp1								
66	<i>Coccolitoforido</i> sp1	C		C				C	C
47	<i>Coscinodiscus</i> sp1								
49	<i>Cyclotella</i> sp1								
5	<i>Cymatosira closterium</i>	E	E						
6	<i>Cymatosira</i> sp1							C	
7	<i>Cymbella</i> sp1								E
39	Diat. penadas no iden.	C	E	C		E		E	
75	<i>Dinophysis caudata</i>						E		
76	<i>Dinophysis</i> sp1.								
9	<i>Diploneis</i> sp1								
11	<i>Entomoneis</i> sp1					E		E	
91	Fitoflagelada sp 1	C							
78	<i>Gonyaulax</i> sp1					E			
13	<i>Grammatophora</i> sp1								
51	<i>Guinardia</i> sp1								C
16	<i>Licmophora</i> sp1	E	E			E	C	C	E
17	<i>Licmophora</i> sp2	E				E		E	C
56	<i>Lithodesmium</i> sp1								
20	<i>Navicula</i> sp1								
21	<i>Navicula</i> sp2	C				E		C	C
22	<i>Nitzschia</i> sp1								C
24	<i>Nitzschia paradoxa</i>	C							
25	<i>Nitzschia pungens</i>	E							
26	<i>Nitzschia sicula</i>								
27	<i>Nitzschia sigma</i>								
57	<i>Odontella</i> sp1								
58	<i>Paralia</i> sp1								
28	<i>Pinnularia</i> sp1							E	E
30	<i>Pleurosigma</i> sp1								
82	<i>Podolampas</i> sp1								
68	<i>Prorocentrum</i> sp2			E		E			
83	<i>Protoperidinium</i> sp1	E	E						C
31	<i>Psamodiction</i> sp1								
84	<i>Pyrophacus</i> sp1							E	E
60	<i>Rhizosolenia</i> sp1								
36	<i>Thalassionema</i> sp1		AB			AB			
62	<i>Thalassiosira</i> sp1	E		C		E		C	

No. CELULAS	CARACTER	CLAVE
1-100	Raro	R
100-1000	Escaso	E
1000-10000	Común	C
10000-100000	Abundante	AB
100000-1000000	Muy Abundante	MA

M muestreo matutino V muestreo vespertino

Nota: En la tabla 3 se muestran las especies numeradas y taxonómicamente ordenadas

TABLA 8a. ESPECIES REGISTRADAS EN LAS MUESTRAS EMPLEADAS
EN LOS EXPERIMENTOS DE FOTOSINTESIS-IRRADIANCIA

MES		OCTUBRE							
ESTACION		1		2		3		4	
CLAVE	ESPECIES	M	V	M	V	M	V	M	V
40	<i>Actinoptichus</i> sp1						NE		
2	<i>Amphora gracialis</i>		EC						
3	<i>Amphora</i> sp1							EE	EE
41	<i>Asteromphalus</i> sp1							EE	
69	<i>Atecado</i> sp1			FC	FC				
72	<i>Ceratium</i> sp1			EE	EE	EE	EE		EE
73	<i>Ceratium</i> sp2			EE	EC				
45	<i>Chaetoceros</i> sp1			EC					EE
85	Cianofita sp1			FC	FC			AB	
86	Cianofita sp2							AB	
4	<i>Cocconeis</i> sp1					EE			
66	<i>Coccolitoforido</i> sp1	FC	FC	EC	FC	EC	AB		
47	<i>Coscinodiscus</i> sp1	EE		AB	EE	EE			EE
49	<i>Cyclotella</i> sp1			EC		FC			
5	<i>Cymatosira closterium</i>		EE	EE		EE	EE		EE
6	<i>Cymatosira</i> sp1								
7	<i>Cymbella</i> sp1								
39	Diat. penadas no iden.		EE						
75	<i>Dinophysis caudata</i>								
76	<i>Dinophysis</i> sp1					EE	EE		
9	<i>Diploneis</i> sp1			EE	EE	EE	EE		EE
11	<i>Entomoneis</i> sp1								
91	Fitoflagelada 1	FC							
78	<i>Gonyaulax</i> sp1		FC						
13	<i>Grammatophora</i> sp1		EE						
51	<i>Guinardia</i> sp1								
16	<i>Licmophora</i> sp1	EC	AB	EE	EC	MA	AB	MA	EC
17	<i>Licmophora</i> sp2	EE	FC			AB	FC	AB	EE
56	<i>Lithodesmium</i> sp1					EE			
20	<i>Navicula</i> sp1					EC		EE	
21	<i>Navicula</i> sp2	AB	MA	EE		AB	EE	AB	EE
22	<i>Nitzschia</i> sp1		AB			EE		EC	
24	<i>Nitzschia paradoxa</i>								
25	<i>Nitzschia pungens</i>					FC			
26	<i>Nitzschia sicula</i>					EE			
27	<i>Nitzschia sigma</i>		EC	EE		FC	EE	MA	EE
57	<i>Odontella</i> sp1					EE	EE		
58	<i>Paralia</i> sp1							FC	
28	<i>Pinnularia</i> sp1								
30	<i>Pleurosigma</i> sp1						EE		EC
82	<i>Podolampas</i> sp1					EE			
68	<i>Prorocentrum</i> sp2	EE				EC	EE		EE
83	<i>Protoperdinium</i> sp1							EE	
31	<i>Psamodiction</i> sp1					EE			
84	<i>Pyrophacus</i> sp1								
60	<i>Rhizosolenia</i> sp1			EE		EE			
36	<i>Thalassionema</i> sp1					EC			
62	<i>Thalassiosira</i> sp1		EC			EE	EE	AB	EC

NO. CELUL.	CARACTERIS.	CLAVE
1-100	Raro	R
100-1000	Escaso	E
1000-10000	Común	C
10000-100000	Abundante	AB
100000-1000000	Muy Abundante	MA

M muestreo matutino V muestreo vespertino

Nota: En la Tabla 3 se muestran las especies numeradas y taxonómicamente ordenadas

TABLA 9. PARAMETROS DE LAS CURVAS DE FOTOSINTESIS-IRRADIANCIA
TUXPAN, VER.

UNIDADES	PARAMETROS F-I	ESTACION 1		ESTACION 2			ESTACION 3				ESTACION 4		
		MES JULIO		OCTUBRE	JULIO	OCTUBRE		JULIO		OCTUBRE		OCTUBRE	
		M	V	M	M	M	V	M	V	M	V	M	V
$(\mu\text{molO}_2 \cdot \text{cel} \cdot \text{h}^{-1} \cdot \mu\text{E} \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{s}^{-1})$	α	0.011	0.0084	0.000045	0.01	0.00025	0.00036	0.015	28.9	4.7E-05	0.0034	0.000041	0.00021
$(\mu\text{molO}_2 \cdot \text{cel} \cdot \text{h}^{-1} \cdot \mu\text{E} \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{s}^{-1})$	β	0	0	0	0	0.0003	*	0	0	1.5E-05	0	0	0.00025
$(\mu\text{molO}_2 \cdot \text{cel} \cdot \text{h}^{-1})$	Pmax	2.73	2.02	0.054	2.5		0.123	5.53	0.197	*	1.53	0.0271	*
$(\mu\text{molO}_2 \cdot \text{cel} \cdot \text{h}^{-1})$	Ps	*		*	*	0.7	*	*	*	0.09	*	*	1.71
$(\mu\text{E} \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{s}^{-1})$	I_k	2000	600	2158	600	2158	1850	600	600	1851	2158	2550	1851
Nivel de significancia - descriptiva	P Experimento	0.0020	0.0095	0.2320	0.0002	0.8916	0.0494	0.7058	0.0040	0.7058	0.8826	0.0001	0.4575
		I	II	III	IV	V	VI	VII	VIII	IX	X	XI	XII

M = MUESTREO MATUTINO

V = MUESTREO VESPERTINO

ANEXO

CONCEPTOS DE LOS PARAMETROS DE FOTOSINTESIS-IRRADIANCIA (F-I):

Fotosíntesis máxima (P_{max}): Es una función de la tasa fotosintética y la biomasa, mejor expresada como capacidad fotosintética por unidad de biomasa, en condiciones naturales está limitada por la cantidad de carbono asimilado por tiempo (Morris, 1980).

P_s : Define la máxima producción fotosintética durante la fotoinhibición. Este parámetro caracteriza la producción total de la reacciones de la fotosíntesis en la fase oscura.

Pendiente inicial (α): Esta definida como eficiencia fotosintética, y se refiere al óptimo aprovechamiento de luz y la eficiencia de conversión de la energía fotosintética (Henley, 1993).

Se han reportado valores en diferentes áreas y épocas del año, y varían de 0.01 a 0.63 (Gaxiola y Alvarez, op.cit.).

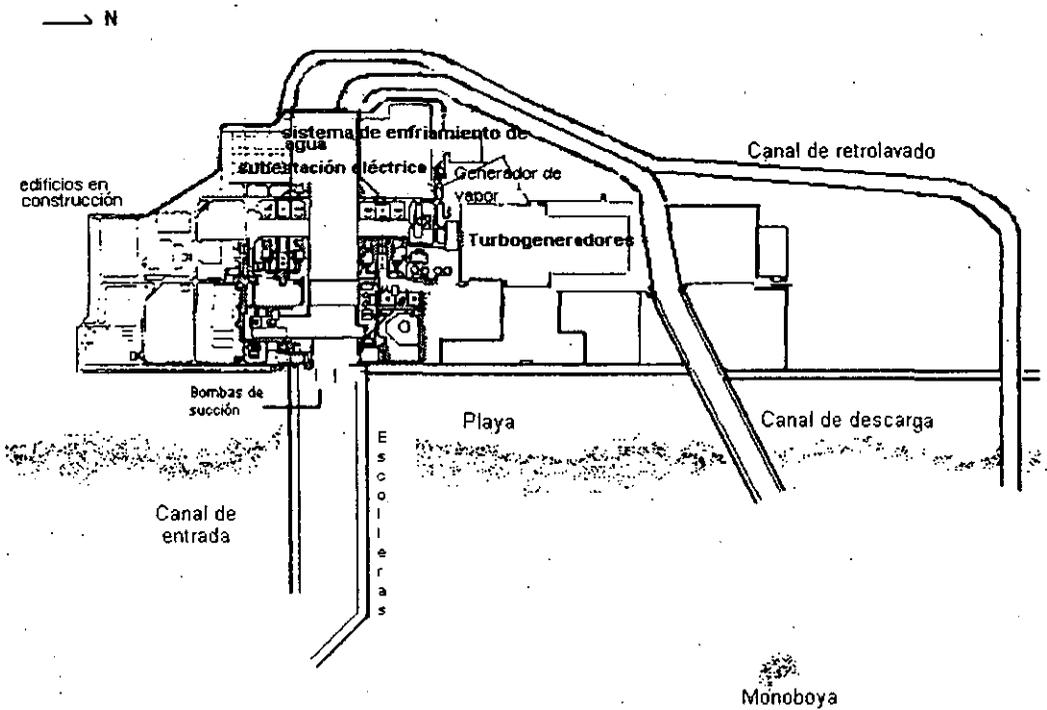
Irradiancia de saturación (I_k): Es un parámetro de comparación del estado de fotoaclimatación dentro y entre las especies, se asume que su relación es inversa con la pendiente inicial (α); es un buen indicador de P_{max} .

$$I_k = P_{max} / \alpha$$

Altos valores de I_k son indicativos de especies acondicionadas a altas irradiancias y viceversa. I_k depende de P_{max} .

Irradiancia máxima (I_m): Es la irradiancia óptima, definida cuando la fotosíntesis es máxima, cuando las incubaciones son lo bastante largas como para causar fotoinhibición y decremento de la fotosíntesis en altas intensidades luminosas.

β : Es un parámetro que caracteriza los procesos de fotoinhibición, es el valor de la pendiente negativa. Generalmente un alto valor de β indica una fuerte fotoinhibición, pero es importante para tomar en cuenta que el efecto es proporcionado por el valor de P_s .



Esquema general de las instalaciones de la Central Termoeléctrica "Adolfo López Mateos", Tuxpan, Ver.