

12  
rey



UNIVERSIDAD NACIONAL  
AUTONOMA DE MEXICO

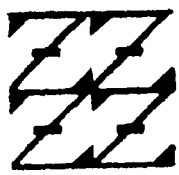
FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES  
ZARAGOZA

# FALLA DE ORIGEN

EVALUACION DEL EFECTO DE LA  
TEMPERATURA EN LA PRODUCTIVIDAD  
Y FOTOSINTESIS DE UNA COMUNIDAD  
FITOPLANCTONICA MARINA, EN UNA  
ZONA DE OPERACION TERMoeLECTRI-  
CA ( TUXPAN, VERACRUZ, MEXICO )



UNAM  
FES  
ZARAGOZA



T E S I S  
QUE PARA OBTENER EL TITULO DE  
B I O L O G O  
P R E S E N T A  
MARIA EUGENIA GONZALEZ AVILA

DIRECTOR DE TESIS:  
DRA. MARIA AMPARO MARTINEZ ARROYO  
ASESOR INTERNO:  
BILOGA, ANGELICA ELAINE GONZALEZ SCHAFF

LO HUMANO EJE  
DE  
NUESTRA REFLEXION

MEXICO, D. F.

1995



Universidad Nacional  
Autónoma de México



## **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 está 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.

## **DEDICATORIA**

**A mis padres María Guadalupe Ávila y Jesús E. González por su amor y confianza, así como por brindarme apoyo moral y económico para finalizar este trabajo que es tan importante en mi vida personal y profesional.**

**A mis hermanos Selene y Alejandro que me brindan confianza, cariño y fe ante este trabajo y los proyectos que tengo en el futuro.**

**A amigos incondicionales como Sandra, Candy, Irene y Raúl que me brindaron su amistad, compañía y consejos en todo momento, lo cual es y será importante en toda mi vida.**

**María Eugenia González Ávila.**

## **RECONOCIMIENTOS**

**A la Dra. Amparo Martínez Arroyo por su apoyo, paciencia y constante insistencia en finalizar este trabajo para comenzar con nuevos proyectos pero sobre todo por que más allá de maestro sentir la confianza de un amiga.**

**A todos los amigos y compañeros que a lo largo de la carrera y durante la realización de este trabajo estuvieron alentándome y apoyándome para llevarlo a buen término.**

**A la Dra. Irma Rosas, Biol. Angélica Schaff y Q.F.B. Ana María Rocha por su interés en nuestra formación académica así como ayuda incondicional.**

**A todas y cada una de las personas que intervinieron de una u otra forma con la elaboración y finalización de éste trabajo.**

## INDICE

1.- RESUMEN.....	1
2.- INTRODUCCION.....	2
3.- DESCARGAS TERMICAS.....	4
4.- OBJETIVOS.....	8
5.- CARACTERISTICAS GENERALES DEL GOLFO.....	9
6.- AREA DE ESTUDIO.....	10
7.- CARACTERISTICAS DE LAS PLANTAS TERMOELECTRICAS.....	14
8.- MATERIAL Y METODOS.....	16
9.- RESULTADOS.....	21
10.- DISCUSION.....	27
11.- CONCLUSIONES.....	32
12.- RECOMENDACIONES.....	33
13.- TABLAS Y FIGURAS.....	34
14.- BIBLIOGRAFIA.....	56
15.- ANEXOS.....	67

## RESUMEN

En este trabajo se evaluó el efecto de la descarga térmica continua sobre la productividad del fitoplancton marino de una costa tropical en el Golfo de México (Tuxpan, Veracruz, 21 ° 03' N 97 ° 03'W). Se efectuaron muestreos intensivos durante cinco días consecutivos en cuatro estaciones durante cinco periodos de colecta y experimentación entre junio de 1993 y octubre de 1994. Los resultados de campo registran 96 especies diferentes, la mayor parte de ellas identificadas a nivel de género, tanto la composición como la abundancia mostraron un comportamiento estacional con máximos en periodos de secas. La temperatura a un metro y medio de profundidad presentó diferencias entre las estaciones de muestreo hasta de 9° C y la luz fotosintéticamente activa (PAR) tiene valores de penetración en la columna de agua mayores en las zonas más alejadas de la zona de descarga de la planta termoelectrica. Las concentraciones de nutrimentos no aparecen como limitantes y tanto pH como salinidad se presentan constantes y prácticamente homogéneas. La cuantificación del material biológico mostró una disminución del número de células y de abundancia de géneros en las zonas en contacto con la descarga de agua caliente de la termoelectrica, así mismo la concentración de clorofila fue menor entre 10 y 50% en comparación con el resto de las estaciones de muestreo.

En los bioensayos se observó un máximo de producción de oxígeno a 25 ° C en diciembre de 1993 con las muestras provenientes de la estación más alejada de la costa. La temperatura crítica arriba de la cual la producción decae ó es inhibida fue en general de 35 ° C. En las muestras constituidas básicamente de Diatomeas es notoria una menor producción fotosintética al compararla con los experimentos efectuados con muestras que incluyen Dinoflagelados y Cianofitas. Así mismo sólo las muestras que tienen composición heterogénea se recuperan al proceso de incubación. Las muestras de la estación que recibe directamente la descarga termoelectrica presentan su máxima producción a 35 ° C si bien sus valores son en general más bajos que los de las muestras provenientes de otras estaciones.

## INTRODUCCIÓN

El fitoplancton consta de un conjunto de pequeñas plantas (microalgas) con capacidad de locomoción restringida ó nula y cuya distribución está más o menos sujeta a los movimientos del agua (Wetzel, 1975). Estos organismos son fotosintéticos, es decir, captan la energía solar y la transforman en energía química, utilizando bióxido de carbono, nutrientes y metales traza que más tarde serán transformados una parte en oxígeno y otra en azúcares por medio de una serie de reacciones bioquímicas que se dan dentro de ellos. Además tienen un gran significado ecológico por que componen el mayor porcentaje de la producción primaria en el océano y son alimento de zooplancton y peces constituyendo la base de la red trófica de nuestro planeta (Sournia, 1978). En la investigación muchas especies son utilizadas para identificar regiones oceánicas naturales que presentan taxones característicos (McGowan, 1971, Zeitzschel, 1978), lo cual también las ha hecho útiles como indicadores de cambios climáticos al estudiarse registros de especies características de ciertas temperaturas ambientales en diferentes regiones y periodos geológicos (Funnell y Riedel, 1971).

La temperatura es uno de los factores principales de control de la velocidad de fotosíntesis en las plantas. En las algas se han realizado estudios fundamentales de respuesta fotosintética a variaciones térmicas observándose que periodos cortos de exposición a determinadas temperaturas pueden provocar una respuesta en los parámetros fotosintéticos, en el crecimiento, en el fenotipo y afectar procesos metabólicos como la respiración en la fase oscura y el flujo de carbono orgánico, aunque la temperatura no sea el único factor que interviene (Davison, 1991).

En México son pocos los estudios del efecto de las descargas termoeléctricas sobre los ambientes acuáticos. Sin embargo la importancia de este tipo de industrias hace necesario tener un conocimiento preciso de los efectos a largo y corto lazo de la temperatura sobre la biomasa fotosintética marina, tanto en el marco de las condiciones climáticas globales del planeta, como en el de las actividades humanas a nivel local. En ambos casos, el manejo del ecosistema se puede optimizar si se conocen los niveles y mecanismos de alteración real de los organismos. Este estudio sobre las comunidades adyacentes a la Planta Termoeléctrica Adolfo López Mateos contribuye a la evaluación del efecto de la temperatura sobre la actividad fotosintética del fitoplancton y el análisis de la repercusión de las descargas térmicas industriales en comunidades de ecosistemas tropicales costeros en nuestro país.

## ANTECEDENTES

### FITOPLANCTON, TEMPERATURA Y FOTOSÍNTESIS

En estudios de laboratorio se ha observado que la adición termal de 2 °C, causa un ligero incremento en la biomasa de muestras de fitoplancton de una comunidad natural, aparentemente provocado porque la temperatura se aplicó en los meses fríos (Sanders, et al. 1981). Niveles termales altos aplicados durante el verano provocaron un decremento significativo en los niveles de biomasa. Hewllawell (1987) en su estudio sobre el efecto termal en comunidades acuáticas, en especial sobre las algas, mostró que se dan cambios en la diversidad y composición de especies como resultado de las descargas térmicas.

Las comunidades fitoplanctónicas responden al aumento de temperatura y luz multiplicándose rápidamente (González, 1989), pero existen otros factores más complejos que afectan también la composición de las especies y la biomasa de las comunidades, tal es el caso del pastoreo por predadores y de la concentración de nutrimentos. Estos últimos representados por elementos como el nitrógeno, fósforo y sílice que son esenciales para el crecimiento del fitoplancton cuya absorción se da en cantidades que varían en especies diferentes como lo han reconocido Mccarthy (1980), Nalewajko & Lean (1980) y Paasche (1980) entre otros.

Las algas experimentan cambios en diferentes escalas de tiempo, que van desde fluctuaciones rápidas asociadas con el desplazamiento de la termoclina (Zimmerman y Kremer, 1984), emersiones e inmersiones y cambios diurnos, hasta cambios estacionales e interanuales que están asociados con los cambios climáticos y con la influencia del ser humano. Así, la temperatura es un factor de especial importancia ecofisiológica en un ambiente acuático ya que interactúa con la limitación de nutrimentos en la naturaleza afectando el crecimiento del fitoplancton; la fase de lípidos, la conformación de macromoléculas, la cinética de reacciones fisicoquímicas (Rhee, 1981) y de manera general la fisiología, metabolismo y características de macro y microalgas (Kinne, 1978).

La fotosíntesis algal puede ocurrir en ambientes fríos y extremadamente cálidos, en los cuales continúan funcionando. Ejemplo de ello son que en el Antártico una microplanta terrestre a temperaturas menores a -7 °C mantenía su actividad fotosintética (Davey, 1981). En 1974 Morris y Glover en su estudio de los mecanismos de adaptación a la temperatura del fitoplancton marino encontraron que tres especies de algas: *Phaeodactylum tricornutum* Bohulin, *Nitzschia closterium* y *Duarniella tertiolecta* continuaban con su actividad fotosintética, pero esta tendía a disminuir cuando se desarrollaban en temperaturas altas.



Li y Morris (1982) realizaron un estudio en *Phaeodactylum triconutum* Bohulin observando que el fitoplancton presenta dos tipos de adaptaciones a la temperatura:

- a). La adaptación se presenta como una compensación dentro del proceso fotosintético (tiempo más tarde se inicia la cinética química).
- b). Existe un cambio en la capacidad fotosintética máxima.

Davison (1991) señala que existen tres respuestas básicas de la fotosíntesis a cambios de temperatura:

- 1.- Afectación en un tiempo corto del metabolismo fotosintético del alga.
- 2.- Hay cambios en el metabolismo fotosintético durante el crecimiento, como respuesta a temperaturas diferentes.
- 3.- Se da una diferencia en el metabolismo fotosintético entre especies expuestas a diferentes ambientes termales

Por su parte Berry y Bjorkman (1980), Berry y Raison (1981) y Oquis (1983) han realizado extensas revisiones del efecto de la temperatura en la fotosíntesis en plantas superiores, que son aplicables en algas. Mientras que el efecto de la temperatura en el crecimiento de algas unicelulares y algunos aspectos de la respuesta fotosintética han sido tratados en revisiones hechas por Li (1980), Geider (1987) y Raven y Geider (1988), siendo pocos los que han abordado directamente el efecto de la temperatura sobre el proceso fotosintético y la producción de oxígeno, pues generalmente el tema es manejado a nivel de impacto ambiental global sobre la productividad primaria.

## **DESCARGAS TÉRMICAS EN SISTEMAS ACUÁTICOS.**

Las descargas termales no son un fenómeno nuevo en los sistemas acuáticos. Existen regiones en el mundo con actividad geotérmica, veranos calurosos y geysers con agua hirviendo que fluye a estanques, ríos, arroyos y lagos desde hace millones de años. Esta descarga termal natural determina los regímenes de temperatura que reciben los cuerpos de aguas caracterizando a la flora y fauna local

Las descargas llegan a ser consideradas contaminantes cuando su origen no es natural y causan disturbios a largo o corto plazo en los ecosistemas que las reciben, además de que generalmente van acompañadas de productos químicos que en condiciones naturales no forman parte del sistema (Langford, 1990).

Tales descargas puede provocar alteraciones en el medio ambiente por contaminación térmica de ríos, lagos y mares, provocando nieblas artificiales y ácidas (Fundación Natura, 1991)

El agua se ha utilizado para enfriar procesos de manufacturación por años, por ejemplo en la fabricación de vidrio, metal, destilados y cerveza, y estos pequeños volúmenes de agua se descargaban en arroyos, estanques, etc.. Más tarde con la revolución industrial los volúmenes de agua se incrementaron al ser más largo el proceso de producción de lácteos, químicos y productos petroleros, lo que aumenta la toxicidad de las descargas en los cuerpos de agua y con ello los efectos en la flora y fauna.

A lo largo del tiempo las necesidades de comodidad y bienestar de la población humana han ido aumentando por lo que se requiere de más servicios y con ellos más consumo de energía, así dichas necesidades provocaron que las compañías de generación eléctrica fueran desarrollándose y creciendo en el mundo, ya en la década de 1930 se usaba el agua para los sistemas de enfriamiento de las turbinas, comenzando así las industrias hidroeléctricas, que operan en la actualidad en forma masiva en países como Brasil, Canadá y Rusia, entre otros (Langford, 1990).

La contaminación es un fenómeno biológico que altera los hábitats de plantas y animales, incluyendo al hombre. Las descargas termales que se hacen a los efluentes pueden afectar las propiedades físicas de un ecosistema acuático, alterando la flora y la fauna vecinas. Las consecuencias inmediatas son:

a).- Las temperaturas elevadas causan cambios de temperatura en el cuerpo de agua receptor.

b).-La velocidad de descarga causa cambios en la dirección y velocidad del agua que la recibe, cambios en los sedimentos, causando pequeños oleajes, disminuye su densidad, incrementa los gradientes de temperatura y provoca una estratificación química (Langford, 1990).

La magnitud de estos cambios depende de muchos factores, incluyendo la ubicación de la planta y la operación, así como de la hidrografía y fisiografía del receptor (Miller y Brighthouse, 1987).

En regiones tropicales y subtropicales se han reportado descargas máximas absolutas de estaciones eléctricas que presentan una temperatura normal de 42 °C (Nugent, 1970; Thorhaug, 1974; Kolhmainen, 1975; Kamtha, 1975). En regiones templadas están cercanos a los 30 °C y valores extremos de 40 °C.

Tanto el volumen como la temperatura, naturaleza y composición de la descarga tienen un efecto significativo en el hábitat que la recibe, pues además de ser influenciada el área donde opera la planta Termoelectrica, se ven influenciadas otras áreas que tienen contacto con la pluma térmica, que se difunde como consecuencia del movimiento de las aguas. Una pluma térmica afecta:

a).- La superficie del agua, tanto en composición biológica como en las propiedades físicas y químicas de esta.

b).-La columna de agua (la cual tiene gradientes marcados de temperatura la cual no homogénea ).

c).- La superficie del sustrato ( hasta 50 cm, cambiando la composición de esta y la estructura de la comunidad que en ella habita).

d).- La profundidad del sustrato (más de 50 cm, de manera similar a lo anterior cambia la composición).

El efecto total de la descarga en la química del agua que la recibe depende de la concentración de los constituyentes, dispersión, descomposición y cambios químicos causados por factores físicos como la turbulencia (Lagford 1990).

Es difícil decir cual es el químico de un sistema de enfriamiento que tiene mayor efecto en la flora y la fauna acuática, pues existen alrededor de 130 productos químicos reportados que están asociados a este tipo de sistemas según lo señalan Becker y Thalcher (1973). Muchas de las aguas superficiales usadas para el enfriamiento son sujetas a contaminación por diversas causas y químicos (Klein, 1962; Perkin, 1974 y Gasparinin, 1982) y cambian en su concentración por que los sistemas de enfriamiento requieren bajas concentraciones de nutrientes y minerales para funcionar sin problema.

El estrés químico en una comunidad fitoplanctónica es generalmente provocado por la cloración, la cual tiene una clara relación con la fotosíntesis. Brook y Baker (1972) encontraron que la cloración causa una reducción en la fotosíntesis y respiración del fitoplancton que pasa por un sistema de enfriamiento y Ericson y Freeman (1978) detectaron la formación de 15 compuestos durante la cloración que inhibieron en un mayor grado al fitoplancton. Aunado a lo anterior se ha observado que algunas plantas utilizan pequeñas cantidades de cobre, que, junto con el cloro y la temperatura, provocan un cambio en la composición de la comunidad (Lagford 1990).

Otro tipo de estrés es el mecánico, el cual en estudios realizado en una planta de eléctrica de la India (1974) se observó que el 72% de células de Diatomeas pertenecientes a 5 especies se encontraban en peligro a causa del estrés mecánico (Langford, 1990). Así se ha reportado a gran escala reducción de la densidad y la biomasa dentro del sistema de enfriamiento causada por altas temperaturas, contaminantes químicos y por shock mecánico (Countant, 1970b; Coughlan y Witenhouse, 1977).

En 1970 ya se indicaba que las descargas de agua caliente y del cloro que se utilizaba para la limpieza de las estaciones eléctricas, reducen la producción primaria (Hamilton, Jr., et al 1970), y en este mismo Hirayama e Hirano en su estudio de la influencia de las altas temperaturas y cloro residual en fitoplancton marino encontraron que estos factores inhiben el crecimiento y fotosíntesis de *Chlamidomona sp.* y *Skeletonema costatum*.

Por su parte Lee Chen (1992), llegó a la conclusión que los índices de diversidad no es diferentes entre el sitio en donde una Planta Térmica toma el agua y el sitio donde la descarga, implicando que el impacto por la entrada y el shock térmico, no son influyen en la diversidad del fitoplancton. Sin embargo no hay acuerdo respecto al efecto de las descargas termales, pues algunos estudio indican que

afectan los procesos metabólicos del fitoplancton ya sea de agua dulce ó marinos (Morgan y Stroos, 1969; Carpenter, 1972, Jessen, 1974 y Ramade, 1981) y otros estudios más evidencia que hay peligro a largo plazo para el fitoplancton cuando la temperaturas que exceda los 37 °C, pero que exposiciones cortas mayores a 40 °C pueden provocar mortalidad de sólo en algunas especies. A pesar de lo antes mencionado se ha visto que una población dañada parcialmente puede recobrase en tiempos relativamente cortos. Así, el fitoplancton que pasa por un sistema de enfriamiento sufre una completa mezcla donde hay daño en algunas especies, otra parte de la población muere y sólo las especies que son resistentes a éste proceso conforman la nueva población (Lewler, Matusky y Skelly, 1969).

### Objetivo General:

- Conocer el efecto de la temperatura sobre la fotosíntesis a través de la producción de oxígeno en bioensayos y la concentración de clorofila de la comunidad fitoplanctónica, aportando con ello conocimiento del efecto de una Planta Termoeléctrica en los productores primarios de un ecosistema .

### Objetivos Específicos

- Comparar la abundancia y composición del fitoplacton marino en diferentes condiciones ambientales.
- Analizar la concentración de clorofila presente en las distintas estaciones.
- Estimar la producción fotosintética a diferentes temperaturas por medio de bioensayos., determinando experimentalmente los rangos de temperatura en los que se produce la actividad fotosintética máxima y mínima, así como los límites de resistencia de la comunidad.

### **Características Generales del Golfo de México.**

El Golfo de México es un sistema semicerrado con entrada oceánica por el canal de Yucatán y con un flujo de salida en el estrecho de Florida (El Sayed, 1972). Sus características generales no difieren substancialmente de otros sistemas tropicales y subtropicales como es el del Pacífico y Mar Caribe (Malone, 1971), noreste y sureste del Océano Indico (Wooster, et al 1967; Jitt, 1969; Krey, 1971 ). El Golfo de México está integrado por un área sedimentaria de  $5.4 \times 10^6$  Km<sup>2</sup>., con un sistema distributivo de 159,890 Km. de ríos (entre los que sobresalen: Río Misissipi, en los Estados Unidos y de la Cuenca del Grijalva Usumacinta, en México y un área de descomposición de  $1.6 \times 10^6$  Km<sup>2</sup>. ( Mody, 1967; Sackett, 1981). Su economía biológica está determinada por las altas temperaturas superficiales ( $>20$  °C), sus condiciones de luminosidad particularmente favorables para la vida marina, con elevados niveles de productividad fitoplanctónica (250-500 mg C cm<sup>2</sup>/d) y abundancia de zooplácton ( 50-200 mg/m<sup>3</sup>. ); que sostiene una de las pesquerías comerciales más importantes del Atlántico Tropical, la del camarón (Couper, 1983 y Contreras, 1988).

La cuenca del Golfo es menor a 150 millones de años, contiene sedimentos del Jurásico tardío, en capas de anhidrita y deposiciones de yeso (Murray, 1960).

Actualmente el modelo de movimiento de las aguas superficiales y profundas del Golfo esta determinado por la topografía. El agua que entra a este sistema proviene del Caribe 1800 m de umbral hacia el Canal de Yucatán y sale por el estrecho de Florida con un umbral de 600 m (Leipper, 1970). Las principales corrientes tienen una velocidad de 50 a 200 (cm/ seg.) y transportan cerca de 30 millones de (m<sup>3</sup>/seg.) y transportan cerca de 30 millones m<sup>3</sup>/seg. (El Sayed, et al. 1972).

Los mayores constituyentes iónicos del agua de mar son; cloro, sodio, magnesio, sulfato, calcio, potasio, bromo y estroncio, significando el 99% de sólidos disueltos, aparentemente conservativos (El Sayed et al, 1972 ). McLellan y Nowlin (1963), reportan que no hay variación horizontal de la salinidad dentro del Golfo de México hasta profundidades de 1500 m. . Existen además 14 constituyentes menores y elementos como los nutrimentos que son importantes para las especies y se han detectado en las siguientes rangos de concentración: fosfatos 0.22-2.66. ug. at/l, silicato 0.500-20 ug. at/l y nitritos 0.050-2.20 ug. at/l ( McLellan y Nowlin, 1963; Nowlin y McLellan, 1967 y Nowlin, 1969).

El clima que se presenta es tropical, con una precipitación media anual que excede los 160 cm. Las lluvias que ocurren de Junio a Octubre y temporadas secas de Noviembre a Mayo que es lo que define su estacionalidad (Britton y Morton, 1969).

En cuanto a la productividad Balech (1967) la cuantifica por clorofilas indicando que es uniforme en la columna de agua y abundan desde los 10 mts. hasta los 50 mts., asociada con la termoclina. Los valores más altos de clorofila "a" se encuentran en las costas mexicanas al norte de Veracruz con 2.35 (mg/m<sup>3</sup>). El Sayed (1968) en un estudio de la productividad primaria la calculó de 0.10 (g. C/m<sup>2</sup>/día). Zernova 1969 en el estudio de distribución de fitoplancton en el Golfo de México encontró 57 especies de algas planctónicas en donde casi el 50% los constituían las Diatomeas y el resto especies estaba comprendido dentro de los grupos de: Peridineans, Coccolitoforidos, Silicoflagelados, Xantoficeay Cyanofitas.

Merrell, Jr. y Morrison en 1981 mencionan que el oeste Golfo de México presenta un modelo con dos tipos de circulación: el cíclico circular aproximadamente a 25° 20' N, 95° 20' W y anticiclónica circular a los 23° 30' N, 95° 50' W ambos ubicados en la parte central y próximos uno al otro.

### **CARACTERÍSTICAS DE LA COSTA DE TUXPAN, VERACRUZ**

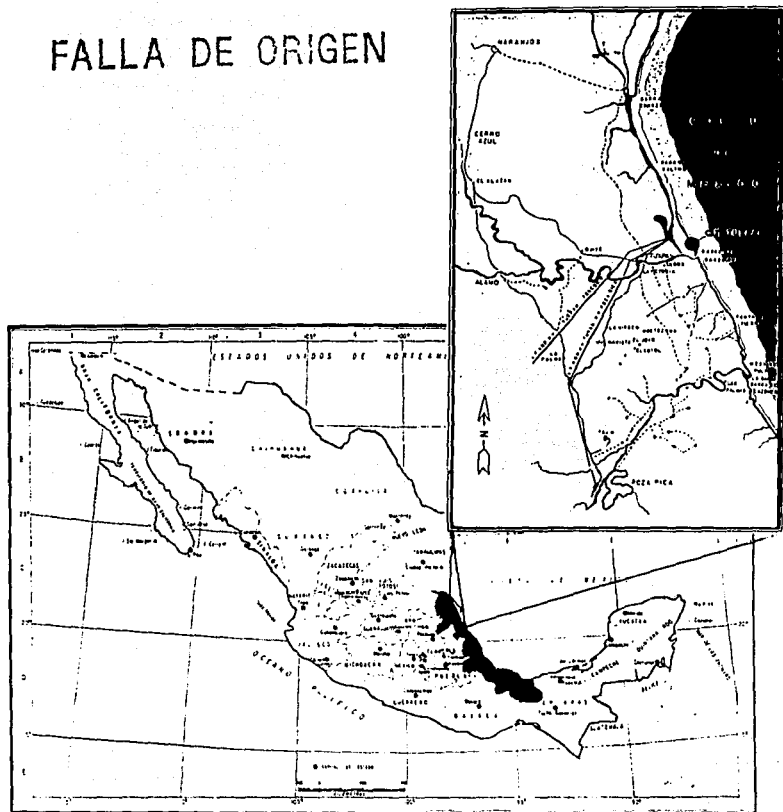
Estudios realizados en mayo de 1987 específicamente en la zona que comprende los estados de Tamaulipas y Veracruz mostraron que en esta parte del Golfo la productividad es mínima, debido a que los nutrimentos la limitan. Hay sobresaturación de oxígeno debida a los proceso de mezcla más que al proceso fotosintético y los proceso anticiclónicos y ciclónicos son el factor que regula la concentración y distribución de los componentes biológicos (Sria de Marina, 1988).

La Cuadro 1 indica las características fisicoquímicas y vegetación litoral del frente marino de la Central Termoeléctrica, tomado durante los meses de enero, abril y agosto de 1987 (Davila y Sánchez, 1987).

### **ÁREA DE ESTUDIO.**

Se localiza frente a la Central Termoeléctrica que se ubica en el Municipio de Tuxpan de Rodríguez Cano, a 9 kilómetros al noreste de la ciudad y puerto de Tuxpan en la localidad denominada Isla Potrerros, a 6 kilómetros al Norte de la desembocadura del río Pantepec (Tuxpan) en el Noreste del estado de Veracruz, aproximadamente en las coordenadas latitud 21° 03' 30" Norte, y longitud oeste 17° 19' 30", a una altura de 3.5 mts. sobre el nivel medio del mar. El acceso a las instalaciones se logra por vía terrestre a través de la carretera No. 130 México Tulancingo Poza Rica, a la altura del kilómetro 348 ( C.F.E., 1994 )  
Mapa 1.

# FALLA DE ORIGEN



**MAPA 1.- La Central Adolfo López Mateos se ubica en el Municipio Tuxpan de Rodríguez Cano, en el Estado de Veracruz, México.**



## CLIMA

El clima del área corresponde al tipo Aw 2(e) de acuerdo a la clasificación de Köppen modificada por García (1981) para ser interpretado como: "El más húmedo de los cálidos subhúmedos con lluvia en el verano e invierno", distribuyéndose en la llanura costera hasta una altitud máxima de 1000 mts. En esta región la temperatura del mes más frío es superior a los 18 °C y la media anual mayor a 22 °C. Existen dos estaciones lluviosas separadas por una corta temporada seca en el verano y una larga de noviembre a abril. El porcentaje de precipitación invernal se encuentra entre 5% y 10.2% (Síntesis Geográfica, Nomenclatura y Anexos Cartográficos del Edo. Veracruz, 1988).

La temperatura ambiente oscila entre 33.5 °C en los meses de Julio, Agosto y Septiembre, mientras que en Enero es 18 °C. La precipitación media anual es de 1496.4 mm, se presentan vientos dominantes del Este y Noroeste, e invernales del Norte (SEDUE, 1992).

## HIDROLOGÍA.

La cuenca del río Panuco-Tuxpan (Tampico-Nautla) abarca dos regiones hidrológicas: Panuco y Tuxpan-Nautla. Esta última región hidrográfica está integrada por los ríos: Cazones, Tecoluitla, Nautla, Misantla y Colima. Las lagunas más importantes son: Tamiahua, Tampamachoco, Laguna Grande y Chica, San Agustín y por último numerosas corrientes pequeñas que forman arroyos paralelos entre un río y otro, muchos de los cuales alimentan las lagunas esteros mencionados ( C.F.E, 1987 ).

El departamento de Oceanografía de la zona del Golfo reporta para el frente marino de la Central Termoeléctrica de Tuxpan durante 1984 a 1987 las corrientes superficiales y las que se presentan a profundidades de -2 m. se dirigen a tres puntos principalmente: al Norte con un porcentaje de ocurrencia de las corrientes del 21.6%, al Sur con 25.6 % y al Noroeste con 23.6 %, y como mínima al Este de 1.1969 %. y máxima hacia el Oeste con un 27.3 %, debido a las condiciones climáticas imperantes.

El oleaje presente en el área se encuentra dentro de la escala 0 a 5m. según la Clasificación Internacional de Olas y corresponde a los tipos de oleaje: calma, rizada, marejilla, marejada y marejada fuerte (siendo éstos los más frecuentes) y mar gruesa. Las mareas detectadas entre 1985 y 1981 tuvieron la máxima pleamar de 2.11969 m. y la mínima bajamar fue de 0.60 m ambos en 1988; en lo que respecta a la amplitud de mareas no hay altas variaciones en estos años, a excepción de 1985 donde fue mayor a 0.55 m. ( C.F.E., 1987 ).

CUADRO 1. PARÁMETROS FÍSICOS Y QUÍMICOS DE LA ZONA COSTERA frente litoral marino a la Central Termoeléctrica parámetros Físicos de enero, abril y agosto. (C.F.E. 1987)

	máximo	mínimo
Temperatura (°C)	29.5	22.4
Salinidad (‰)	32.5	28.0
pH	8.5	5.8
Traspacidad (m.)	4.5	0.75
<b>Parámetros Químicos.</b>		
Oxígeno (mg/l)	8.0	5.6 hacia el río Tuxpan.
	8.0	6.0 la zona media Central T.
	6.5	6.0 hacia Barra Galindo.
<b>Nutrientes (mg/l.).</b>		
Nitrógeno total	0.619	0.272
Nitritos y nitratos	0.032	0.005
Fósforo total	0.21	0.007
Ortofosfatos	0.213	0.023

**Vegetación litoral ( Microalgas ) Especie Detectadas**

*Asterionella japonica*, *Cosiconodiscus oculus*, *Thalassionema nitzschiodes*, *Chaetoceros affinis*, *Chaetoceros decipiens*, *Bidulphia mobiliensis*, *Syenendra ulna*, *Rhizosolenia seligera* y *Navicula closterium*.

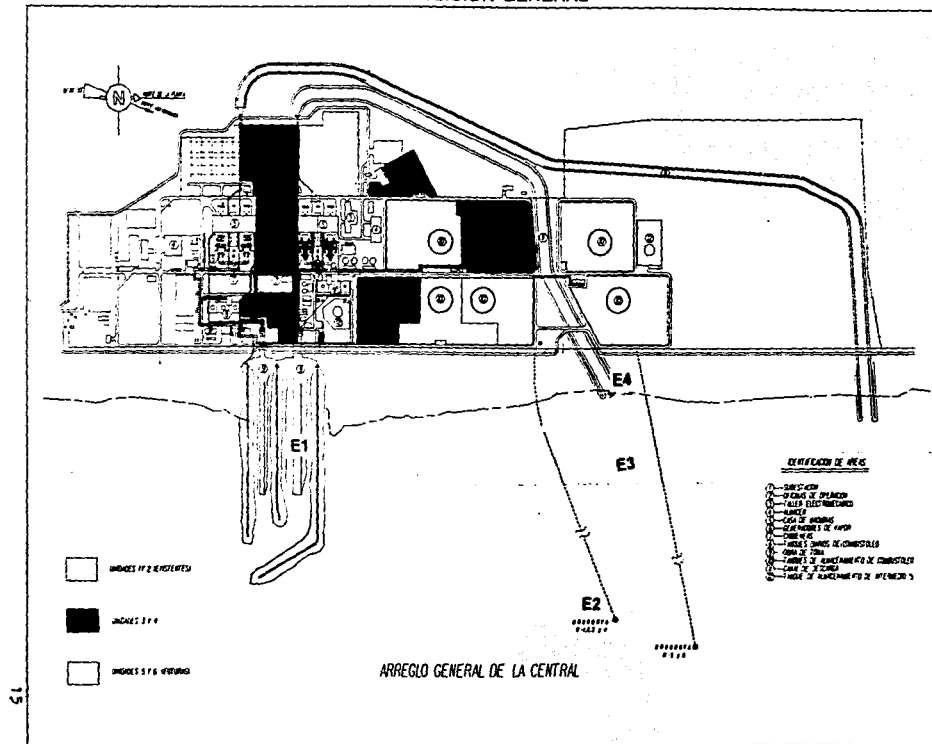
## CARACTERÍSTICAS DE LA PLANTA TERMOELÉCTRICA.

En México el 43.9 % del total de energía eléctrica producida está dada por las plantas Termoeléctricas de Vapor (Atlas Nacional Geográfico, 1990) entre las que se encuentra la Planta Termoeléctrica Adolfo López Mateos, cuya primera etapa fue inaugurada el 27 de Septiembre de 1989 y la segunda en Marzo de 1994 . En estas dos primeras etapas entrarán en operación cuatro unidades de 350 MW cada una, lo cual impulsará las actividades agrícolas, industriales y de turismo. La tercera etapa del proyecto incluye dos unidades más que actualmente se encuentran en proceso de construcción con las mismas características de las anteriores. Al ser concluidas las seis unidades generaran anualmente 11,957,000.0 MWH , que se distribuirán a través del sistema eléctrico nacional, por medio de líneas de transmisión que enlazan, por una parte, a las Centrales Generadoras y por otra, a las subestaciones de los centros de consumo . Para el ciclo de generación de electricidad se requiere que ésta Central suministre al sistema de condensación de vapor, un flujo de agua de 13.6 m<sup>3</sup> /s, para cada unidad. Este volumen de agua es obtenido mediante dos bombas de 1300 HP, del cárcamo de bombeo comunicado al mar por medio de las escolleras de protección.

Las escolleras fueron construidas en 1987, con la finalidad de proporcionar un recinto de aguas tranquilas para la operación de las bombas del sistema de enfriamiento, tiene un desarrollo total de 665 m y se proyectan mar adentro aproximadamente 550 m, alcanzando durante su construcción la cota de -5.5 m con respecto al nivel medio del mar (Davila y García, 1987).

Está Planta está localizada en una zona costera de alta productividad y con un área de influencia delimitada, por lo que presenta condiciones inmejorables para realizar un estudio cuantitativo de la energía capturada por una comunidad algal que se encuentra expuesta a condiciones extremas. La estructura de entrada por donde pasa el agua de enfriamiento, deja pasar organismos pequeños menores a 5 mm. que están presentes en el agua, teniendo contacto con la Planta. Los organismos mayores a 5 mm. en tamaño son retenidos por una malla que es usada para filtrar el agua de enfriamiento, mientras que los microorganismos pasan libremente por la malla, entrando al proceso de enfriamiento y eventualmente al tratamiento lavado químico dentro de la Planta, el cual se realiza para eliminar organismos incrustados que afecten el proceso mecánico de ésta. La descarga va directa al océano, teniendo diferentes grados de riesgo y mortalidad para la comunidad adyacente y la que sobreviven al proceso descrito, esto dependiendo entre otras cosas de la rotación de la malla, la frecuencia y concentración de los tratamientos químicos (Van Winkle, 1977; Turnenny & Bamber, 1983)

# DISPOSICION GENERAL



MAPA 2.- Ubicación de las estaciones de muestreo: E1, E2, E3 y E4.

## **MATERIAL Y MÉTODOS**

### **1.- MUESTREO EN CAMPO.**

El trabajo de campo se realizó en cinco muestreos alternados de Junio de 1993 a Octubre de 1994, consistió en la medición de parámetros físico-químicos y la toma de muestras agua para experimentos, conteo e identificación de especies en sitio, determinados de acuerdo al gradiente térmico encontrado al medir en el entorno acuático de la Planta, tomando en cuenta los reportes de corrientes marinas (Dávila y Vega, 1987)

De acuerdo a lo anterior se seleccionaron las estaciones de muestreo sistemático (Mapa 2) que se describen en seguida:

Estación 1.- Se localiza dentro del canal de entrada de agua a la termoeléctrica y se conoce como canal de llamada.

Estación 2.- Se encuentra aproximadamente a 5 Km. mar adentro y se toma como punto de referencia una boya que esta anclada de manera permanente.

Estación 3.- Es un área cercana a la playa aproximadamente a 200 mts., frente al canal de descarga de la Termoeléctrica.

Estación 4.- Se localiza dentro del canal de descarga del agua proveniente de la Central Termoeléctrica de la C.F.E.

### **1.1.- DETERMINACIÓN DE PARÁMETROS FÍSICO-QUÍMICOS**

#### **-LUZ**

La luz se midió por medio de un cuántómetro (sensores LICOR 1925A y 1935A) que detecta la luz fotosintéticamente disponible de 400 a 700 nm transformandola en microeinstens por metro cuadrado por segundo ( $\mu E/m^2/seg$ ) en un perfil vertical iniciando 1 m arriba de la superficie hasta 3 m. de profundidad máxima, esto debido a que en las Estacion 3 y 4 la velocidad y fuerza de la descarga del agua impedía en muchas ocasiones medir la luz a la profundidad mencionada, mientras que las Estaciones 1 y 2 se llegaba a medir la luz a profundidades mayores a los 5 m.

### -OXIGENO DISUELTO.

El oxígeno se midió con un oxímetro de campo (YSI Modelo 58) a lo largo de la columna de agua a profundidades de 0.5, 1, 1.5, 2 y 3 m.

### -TEMPERATURA

La temperatura se midió al mismo tiempo que la concentración de oxígeno a lo largo de la columna por medio del oxímetro de campo (YSI Modelo 58) a diferentes profundidades (0.5, 1, 1.5 y 2 mts.) en cada estación.

### -SALINIDAD

Los datos de salinidad se tomaron con un analizador de salinidad, conductividad y temperatura (Labcom Instruments modelo SCT)

### pH

El pH se midió con un potenciómetro Digital (pHmVOR meter 5938-00).

## 1.2.- DETERMINACIÓN DE PARÁMETROS BIOLÓGICOS.

En la mayor parte de los casos se realizaron dos muestreos el primero entre las 8 y 12 a.m. y el segundo aproximadamente entre las 14 y 17 horas y en algunos casos no se realizó el segundo muestreo por las condiciones climáticas imperantes en la zona.

En cada una de las estaciones descritas se colectaron con botella Van Door de 3 lbs. a una profundidad de 1m, un total de 5 lbs, de los cuales se utilizaron: 1 litro para nutrientes y clorofilas, 1 litro para conteo e identificación de especies y los 3 litros restantes para experimentos realizados en el laboratorio de la termoelectrónica.

En Junio y Octubre de manera adicional se llevó a cabo un arrastre con red del #5 con una abertura de malla de 60 micras, durante 3 min. a una profundidad de 1 m. y de manera similar se tomaron muestras de este arrastre para conteo e identificación de especies.

### 1.2.2.a.- Nutrientes:

El litro colectado en botellas de plástico más tarde se filtro con papel Millipor 0.20 micras de abertura y se congelaron para posteriormente en la Cd. de México determinar : nitritos, nitratos, amonio, fosfato y silicatos por métodos colorimétricos que se describe en el ANEXO 1.

El análisis químico automatizado y el equipo requerido se basa en el principio de análisis de flujo continuo segmentado ASF (Skeggs, 1957), el cual permite realizar un análisis simultáneo de 5 parámetros de nutrientes (nitritos, nitratos, fosfatos, silicatos y amonio) a una velocidad de muestreo idónea para muchos estudios

(Ruzicka y Hansen, 1981) y aplicando el método colorimétrico tradicional de Strickland y Parsons (1971).

#### 1.2.2.b. Clorofilas:

Los filtros utilizados para nutrimentos se usaron para la determinación de clorofila "a" que se realizó en el Laboratorio de la Termoeléctrica por el método de extracción con acetona 90 % y posteriormente se leyó en Fluorómetro Digital Turner Modelo 450. Este método se describe en el ANEXO 2.

#### 1.2.3.- Cuento e Identificación.

El conteo celular e identificación del fitoplancton fué realizado por personal de Ciencias de Mar y Limnología en la Cd. de México, para lo cual las DBO con las que se experimentó en laboratorios y muestras de 1 l. que se tomaron para caracterizar cada estación se fijaron con una solución de Lugol (10 mg de Iodo puro, 200 cc de agua destilada y 20 mg de ácido acético glacial), preparada días antes de ser usada y se almacena en una botella ámbar con una relación 1:100. Esta solución preserva la muestra y permite la sedimentación, facilitando la identificación y el conteo al microscopio invertido (modelo Olympus), pues tiñe las estructuras del fitoplancton según lo indica el método de Kolkoswitz y Utermohl (1958) y se usaron las claves taxonómicas de: Navarro (1981-1983), Paragallo (1897- 1955) y Rishiniunka (1955) ANEXO 3.

## **2.- TRABAJO EXPERIMENTAL.**

### 2.1.- Método con Botellas DBO:

Con las muestras obtenidas a una profundidad 1 m. durante el Trabajo de Campo en cada una de las estaciones se obtuvo el material biológico experimental y se llevó al Laboratorio de la Termoeléctrica donde se realizaron experimentos del efecto de la temperatura en la actividad fotosintética. Se llenaron DBO de 330 ml. de agua colectada y se mantuvieron en incubación 10 a 15 min. en cada una de las siguientes temperaturas: 20, 25, 30, 35, 40 °C y disminuyendo después de esta temperatura de 5 en 5 °C incubando en cada temperatura obtenida durante el tiempo mencionado hasta llegar a 20 °C otra vez. La lectura del oxígeno disuelto se midió cada cinco minutos.

La luz se mantuvo constante por medio de un proyector (Kodak) y lamparas de 20 W (blancas frío F20TICW), cuya intensidad se midió con el cuantometro LICOR.

En cada experimento de cada estación se consideraron 3 tipos de DBO las cuales estuvieron expuestas a las temperaturas mencionadas y cada 15 minutos se agitaron manualmente.

La primera DBO clara corresponde a la botella blanco la cual permitió detectar la influencia de la temperatura y luz en la evolución de la concentración de oxígeno

producido por la comunidad fitoplanctonica, esta, se midió con un oxímetro (Orion 800) instalado permanentemente durante el experimento.

La segunda es una botella oscura que impide el paso de luz, para con ello conocer que efectos provoca solo la temperatura en la fotosíntesis y respiración. La concentración de oxígeno se detectó con oxímetro, al iniciar y finalizar cada rango de temperatura, es decir cada 15 min.

La tercera botella contenía muestra previamente filtrada en un recipiente filtrador (Filtro Nalgueen poro 0.325 micras) que nos permitiera conocer la concentración y comportamiento del oxígeno del agua, sin organismos durante el proceso de altas y bajas temperaturas. La tasa de producción de oxígeno se calculo según la fórmula:

$$\text{Producción de O}_2 = (\text{O}_2 \text{ f} - \text{O}_2 \text{ i}) / t \cdot V/n.$$

Donde:

O<sub>2</sub> f = Oxígeno final (mg. O<sub>2</sub>/l)

O<sub>2</sub> i = Oxígeno inicial (mg O<sub>2</sub>/l)

t = tiempo de incubación (h.)

V = volumen de la muestra (l)

n = número de células por litro.

Al finalizar el experimento se fijaron cada una de las muestras de las DBOs con la solución de lugol para más tarde cuantificar e identificar a los organismos de acuerdo al método de Utermohl (1958), el número de células para el calculo de la producción de oxígeno en la fórmula antes mencionada y la identificación nos permitió conocer la especies que estaban presente en el área de estudio (Vollenweider, 1977) ANEXO 3.

## 2.2.- Método II (Determinación de producción de oxígeno con aparato Hansatech.)

Este método es representativo sólo del mes de Octubre y consistió en utilizar un aparato (Hansatech) que es una versión mejorada del electrodo tipo Clark (1956) dicha método se utilizó, debido a que permite más precisión en la detección de cambios en la concentración oxígeno que en comparación con en el método con botellas DBO, donde no resultaban tan evidentes dichos cambios a lo largo de las incubaciones realizadas. Dicho aparato costa de recipiente oscuro con una pequeña cámara interna de 3 ml., la cual se tiene contacto con el electrodo ya mencionado, y donde se colocó una muestra de 2 ml. de agua colectada por arrastres de 3 min. durante el trabajo de campo.



SALIDA JUNIO 1993					SALIDA DICIEMBRE 1993					SALIDA ABRIL 1994				
ESTACIONES	E1	E2	E3	E4	ESTACIONES	E1	E2	E3	E4	ESTACIONES	E1	E2	E3	E4
PARAMETROS					PARAMETROS					PARAMETROS				
PROF. (m)		1			PROF. (m)		1			PROF. (m)		1		
TEMP. (C)	25.6	25.6	29.1	34.6	TEMP. (C)	23.8	23.4	25.8	31.5	TEMP. (C)	25.7	25.2	25.2	32.3
O2 (mg/l)	7.84	7.67	7.64	6.22	O2 (mg/l)	8.1	8.6	7.1	6.73	O2 (mg/l)	8.3	7.4	6.8	6.3
pH	8.3	8.3	8.3	8.3	pH	8.2	8.2	8.2	8.2	pH	8.3	8.4	8.4	8.3
LUZ (uE/m seg)					LUZ (uE/m seg)					LUZ (uE/m seg)				
+1	4500	2908	2470	2130	+1	3600	3606	3600	2000	+1	14030	2400	2636	1350
+0 (100%LUZ)	3527	2742	2100	1298	+0 (100%LUZ)	3495	3290	3700	1424	+0 (100%LUZ)	980	2020	2630	1331
PROFUND. (m)		PERFIL DE LUZ en %					PERFIL DE LUZ EN					PERFIL DE LUZ EN %		
-0	58.06	63.04	47.36	70.10	-0	61.51	43.46	54.05	28.2	-0	65.30	79.20	57.03	67.46
-1	31.58	25.97	38.19	19.26	-1	14.44	26.8e	21.62	---	-1	30.61	59.40	26.61	---
-2	16.14	23.08	28.66	---	-2	2.918	19.75	7.972	---	-2	10.71	49.5C	---	---
-3	9.705	11.46	19.14	---	-3	2.918	8.966	---	3	---	37.82	---	---	---

SALIDA JULIO 1994					SALIDA OCTUBRE 1994						
ESTACIONES	E1	E2	E3	E4	ESTACIONES	E1	E2	E3	E4		
PARAMETROS					PARAMETROS						
PROF. (m)		1			PROF. (m)		1				
TEMP. (C)		28.8	28	32	32.3	TEMP. (C)		29.6	30.9	29.8	36
O2 (mg/l)		8.8	8.9	8.8	8.2	O2 (mg/l)		8.3	8.5	8.2	8.4
pH		8.4	8.4	8.4	8.4	pH		8.3	8.5	8.3	8.3
LUZ (uE/m seg)					LUZ (uE/m seg)						
+1		2835	2860	2114	---	+1		3265	3015	3188	2501
+0 (100%LUZ)		1185.8	2275	2658	---	+0 (100%LUZ)		1901	2247	2205	1742
PROFUND. (m)		PERFIL DE LUZ EN %					PERFIL DE LUZ EN %				
-0		25.26	75.07	63.13	---	-0		48.86	45.79	75.19	41.10
-1		24.91	57.23	30.54	---	-1		38.34	41.34	29.84	29.62
-2		22.77	52.74	19.86	---	-2		27.40	38.09	15.64	---
-3		18.87	36.13	---	---	-3		25.14	33.15	---	---

TÁBLA 1.- Parámetros Físico-Químicos determinados durante los cinco períodos de muestreo (1993-1994).

## RESULTADOS

En la **Tabla 1**. Se muestran los parámetros físico-químicos determinados durante los cinco periodos de muestreo.

**Luz**- El porcentaje más alto de penetración de luz a 1 mt. de profundidad se alcanza en la Estación 2 (E2) que es la zona de muestreo con más influencia oceánica y presenta una capa fótica de 8 m., la cual disminuye durante tiempo de nortes que son frecuentes en Diciembre; le sigue la Estación 1 (E1) que por ser un lugar semicerrado con ligero movimiento de agua provocado por la succión de las bombas de la Termoeléctrica y con poca profundidad presenta cierta disminución en la transparencia, mientras que en la Estación 3 (E3) hay menor penetración de luz debido a que es la zona donde se da el encuentro de la masa de agua proveniente de la Termoeléctrica y la de E2, lo que provoca una resuspensión de sedimentos. En el caso de la Estación 4 (E4), la velocidad, la temperatura en que sale el agua de la termoeléctrica y la poca profundidad de esta estación provocan resuspensión de sedimento y en algunas ocasiones se observo la salida de macroalgas que son desincrustadas de los sistemas de enfriamiento durante la limpieza de éste. Todos estos factores son los que impiden la penetración de luz y aumentaron la turbidez.

**Temperatura**- La estación 4 (E4) presenta los valores más altos de temperatura a 1 m. de profundidad y durante Octubre se detectaron hasta 36 °C a diferencia de lo que se observó en la estación 2 (E2), en donde se registró la temperatura más baja en Diciembre 1993 con 23.4 ° C. E1 y E2 tienen semejanza en temperatura, mientras que E3 se caracteriza como una zona con gradientes de temperatura, debido a la mezcla del agua de la descarga de E4 y el agua del entorno que tiene una temperatura menor, tal hecho se puede observar en la **Fig. 1**.

**Oxígeno disuelto**- La concentración de oxígeno durante los muestreos varía de acuerdo a las estaciones del año registrándose en Abril, en E4, el valor más bajo de 6.3 mg O<sub>2</sub>/l y en Julio el más alto de 8.9 mg O<sub>2</sub>/l en E2.

**pH**- Existe poca diferencia tanto espacial como temporal en los valores de pH entre las estaciones de muestreo, manteniéndose en un rango de 8.2 a 8.4.

**Salinidad**- Los valores de salinidad permanecieron entre 34.5 y 35, en casi todas las estaciones de muestreo, pero algunas veces la E4 presento valores superiores a 39 ‰, aunque por problemas técnicos de calibración del salinómetro se tienen pocos valores confiables, por lo que se toman con cierta reserva éstos y sólo se mencionarán en este apartado.

**Nutrimientos**- en la **Figura 2** se presenta la concentración de nutrientes por estación en cada uno de los meses de muestreo. En Junio de 1993, Abril y Octubre 1994 se alcanzan los valores de concentración más altos, coincidiendo éstos meses con épocas de sequía, sobre todo en Junio y Abril

Abundancia relativa (%). -La **Figura 3 (a,b,c,d y e)** presenta las gráficas de abundancia relativa porcentual donde E1 y E4 en casi todos los muestreos están representadas por las Diatomeas Pennadas (29-75 %) y las céntricas ( 9-97 %), la excepción se da en Abril donde llegan incluso a desaparecer las Pennadas y se incrementan las céntricas.

En E3 la composición resulta más heterogénea, pues incluye además Dinoflagelados (2.9-7.9 %) y FitoFlagelados (1.3-2.4%), aunque el grupo dominante es la de Diatomeas Pennadas (57.7-67.7%) y céntricas (7.8 -100%). En Abril las Diatomeas céntricas dominan totalmente. La población de E2 es también muy heterogénea y se observó que al disminuir las Diatomeas se incrementaron ligeramente los Dinoflagelados, Cocolitoforidos, Silicoflagelados, Flagelados y Cianofitas. En el mes de Abril se observó un incremento notable de Cocolitoforidos representando un 42.3% del total y los FitoFlagelados un 38.8% .

La **Figura 4** presenta el logaritmo natural del número de células por litro de cada grupo, durante los cinco periodos de muestreo. Con el fin de facilitar el análisis se conformaron 3 grupos: 1) Diatomeas, que incluye Pennadas y Céntricas; 2) Flagelados en el que se conjuntaron los Dinoflagelados, FitoFlagelados, silicoflagelados, y Cocolitoforidos; y 3) Cianofitas .

Las Diatomeas presentan el mayor número de organismos sobre todo durante Abril para E4 y E1, en Diciembre para E3. Los Flagelados abundan en Abril en E1, E3 y E4, mientras que en Diciembre se incrementan en E2, esta estación tiene al mismo tiempo un aumento de Cianofitas. El comportamiento de este grupo es variable en los demás meses., pero en E1 y E4 se nota la presencia y abundancia constante de las Cianofitas.

Se identificaron 96 géneros pertenecientes a 8 grupos: Diatomeas Pennadas y Céntricas, Dinoflagelados, Cocolitofóridos, Silicoflagelados, FitoFlagelados, Cianofitas y Clorofitas , cabe indicar que se pudieron identificar varios géneros hasta nivel de especie, pero como no es la totalidad se trabajara con el término de géneros y posteriormente, durante la segunda parte del proyecto se planea utilizar métodos de ultra estructura para identificar todos de los géneros observados. En la **Tabla 2a y 2b** se muestra la lista de géneros y especies identificadas en este estudio, donde numéricamente los géneros más frecuentes en Diatomeas son *C. closterium sp.*, *Navicula sp 2*, *Thalassionema nitzschiode*, *T. frauenfeldii* y *Skeletonema costatum*, mientras que en los flagelados se destacaron que los *Cocolitoforidos sp.*, *Fitoflagelados spp.* y *Gymnogidium splendens*; de Cianofitas los géneros son *Johannes hoptista* y *Spirulina subsalsae*.

En la **Figura 5** se presentan algunas imágenes de géneros observados durante este trabajo.

La Figura 6 representa el número de géneros por grupo durante cada uno de los periodos de muestreo. A nivel de cada estación se puede destacar lo siguiente:

E1 el número total de géneros observados en esta estación fue de 82 . Las Diatomeas aparecen como dominantes numéricamente en todos los meses de muestreo, sólo en Octubre disminuyen ligeramente. Los Flagelados y las Cianofitas se presentan como los grupos minoría con una presencia constante en todos los meses.

E2 el número total de géneros identificados para esta estación fue 62 . Esta estación se caracteriza por presentar el número más bajo de géneros, donde las Diatomeas dominan. Los Flagelados se presentan de forma continua durante todos los periodos de muestreo y algo similar ocurrió con Cianofitas, aunque se da la excepción en el mes de Abril, donde no se presentan. En dicho mes dominaron las poblaciones de Cocolitoforidos y Dinoflagelados.

E3 el número total de géneros identificados para esta estación fue de 77 . Esta estación se comporta de manera semejante a E2.

E4 el número total de géneros identificados en esta estación fue 75. En esta estación se observa una ligera disminución del número de géneros en comparación con E1. Las Diatomeas dominan numéricamente. Los Flagelados y Cianofitas están presentes en todos los meses de muestreo. En esta estación se presentan en mayor cantidad y su presencia es constante.

En la Figura 7 se representan las concentraciones de clorofila "a" y feofitinas que se determinaron durante los cinco periodos de muestreo en cada una de las estaciones y donde se observó que hay disminución entre la cantidad de clorofila "a" medida en E1 y la detectada en E4, lo cual coincide con una disminución de abundancia relativa porcentual de células que se da en ésta. En el caso de E3 y E2 son las siguientes en cuanto a cantidad de clorofila "a". Mientras que la feofitina se comporta en un sentido contrario, es decir, la estación con mayor cantidad de feopigmentos es E4, le sigue E3, E1 y E2 , lo que coincide con el orden de perturbación de cada sitio.

Los meses con concentraciones altas de clorofila "a" y feofitinas son Abril, Octubre y Diciembre.

### Trabajo Experimental

Se realizaron un total 32 experimentos . La producción se presenta en mg de O<sub>2</sub> por célula por litro por hora, de ahí que las cantidades resulten tan pequeñas, sin embargo se observan claramente las respuestas obtenidas.

La concentración de O<sub>2</sub> obtenida de las botellas filtradas que se incubaron al mismo tiempo y en las mismas condiciones en que se realizaban los experimentos , se restó a la producción de oxígeno detectada en cada uno de ellos a fin de eliminar la respuesta puramente físico-química del calentamiento del agua y de la

solubilidad del oxígeno a diferentes temperaturas y contabilizar sólo las concentraciones atribuibles a los organismos.

En las Figuras 8 a 11 se presentan las gráficas de producción de oxígeno y respiración del mismo a diferentes temperaturas de incubación resultantes del trabajo experimental con muestras de las diferentes estaciones, observándose :

#### **ESTACIÓN 1**

En la figura 8 se observa que la actividad fotosintética máxima en DBO claras se da a los 35 °C excepto en Julio que alcanza su actividad máxima ( $1.24 \times 10^{-5}$  mg O<sub>2</sub>/cel.l.h.) hasta los 40 °C. En este mes observó también que en la etapa final de la incubación (enfriamiento) la mayor respiración ( $9.9 \times 10^{-5}$  mg O<sub>2</sub>/cel.l.h.) se da entre los 35 y 40 °C, cabe mencionar que durante la parte final de la incubación a 30 °C la mayor parte de las muestras se encuentran en el punto de compensación y al finalizar tal proceso sólo la muestra de Julio recupera su capacidad fotosintética, siendo éste mes el que presenta composición más heterogénea que incluye Diatomeas Pennadas y Céntricas, Dinoflagelados , Cocolitoforidos y Silicoflagelados mientras que en otras muestras de otros meses predominan las Diatomeas.

Durante el calentamiento de las muestras de DBO oscuras se encuentran cerca del punto de compensación a excepción de Octubre y Julio se comportan de manera distinta, ya que presentan valores altos de respiración y a los 40 °C presentan su máxima producción de oxígeno ( $1.64 \times 10^{-4}$  mgO<sub>2</sub>/cel.l.h.) y su máxima respiración ( $2.9 \times 10^{-4}$  mgO<sub>2</sub>/cel.l.h.) en seguida a los 35 °C. En el caso de Julio presenta una actividad fotosintética considerable pero hasta 35 °C y resulta ser la única muestra que recobra su capacidad fotosintética después de ser sometida al proceso de incubación y al igual que la botella clara en su composición se encuentran los Flagelados y las Diatomeas en proporciones semejantes.

#### **ESTACIÓN 2.**

La figura 9 representa los experimentos de E2, no se efectuaron los experimentos en Julio 1993 ni en Octubre 1994 por problemas durante el muestreo, que impidieron la colecta en esta estación. En los experimentos realizados se observó que la producción de oxígeno máxima ( $3.7 \times 10^{-1}$  mgO<sub>2</sub>/cel.l.h.) de las DBO claras se presenta en las muestras de Diciembre a 25 °C y la mínima a 40 °C, mientras que la respiración ( $1.7 \times 10^{-1}$  mgO<sub>2</sub>/cel.l.h.) se da a los 35 °C El resto de las muestras se mantienen con valores bajos de producción y entre los 25 -30 °C coinciden en el punto de compensación. La composición de Diciembre está básicamente dada por Diatomeas céntricas y Flagelados a diferencia del resto de la muestras que presentan una composición más heterogénea.

Las DBO oscuras se mantienen muy cercanas al punto de compensación y la producción de oxígeno máxima ( $1.6 \times 10^{-3}$  mgO<sub>2</sub>/cel.l.h.) se da los 35 °C durante el calentamiento y la mínima a 25 °C, mientras que el valor de respiración más alto ( $1.4 \times 10^{-3}$  mgO<sub>2</sub>/cel.l.h.) se da en los 35 °C iniciales en Diciembre. La composición es semejante a la que presenta las botellas claras, aunque las muestras de Junio y Abril presentan una proporción de Flagelados mayor.

### ESTACIÓN 3

En la figura 10 se observa que las DBO claras de Diciembre presentan la actividad fotosintética máxima ( $3.7 \times 10^{-3}$  mgO<sub>2</sub>/cel.l.h.) a 20 °C y la mínima a 35 °C. Entre 35 y 30 °C al finalizar la incubación la mayor parte de las muestras se encuentran cercanas al punto de compensación. A los 25 °C en Julio alcanza el valor más notable de respiración ( $3.6 \times 10^{-4}$  mgO<sub>2</sub>/cel.l.h.) y que como ya se menciona presenta en su composición a Diatomeas y Flagelados.

En cuanto a las DBO oscuras la actividad máxima ( $6.4 \times 10^{-4}$  mgO<sub>2</sub>/cel.l.h.) se sigue presentando en Diciembre a los 20 °C. Las muestras de esta estación presentan su punto de compensación entre los 35 y 30 °C y el mayor valor de respiración ( $3.8 \times 10^{-4}$  mgO<sub>2</sub>/cel.l.h.) se sigue presentando Julio pero en éste caso a los 25 °C. La muestra de éste mes no parece ser afectada de forma general de producción ante los cambios de temperatura ni en la botella clara ni en la oscura. En cuanto a la composición es similar en ambos tipos de botella.

### ESTACIÓN 4.

Finalmente la figura 11 presenta que las DBO claras de ésta estación tienen su máxima actividad fotosintética ( $0.9 \times 10^{-4}$  mgO<sub>2</sub>/cel.l.h.) en Julio a los 35 °C y 20 °C. De manera general la mayor parte de las muestras se encuentran en inhibición ó cercanas al punto de compensación entre los 35 y 40 °C, siendo Julio el mes que presenta la mayor respiración ( $1.8 \times 10^{-4}$  mgO<sub>2</sub>/cel.l.h.) a los 25 °C. La composición de abril está dada únicamente por Diatomeas y Julio presenta además Flagelados y Cianofitas.

La producción de oxígeno máxima ( $9 \times 10^{-5}$  mgO<sub>2</sub>/cel.l.h.) de las DBO oscuras se da en Julio a 20 °C y la mínima en éste mes también pero a 30 °C al finalizar la incubación. Es Julio el que presenta la mayor tasa de respiración ( $9.1 \times 10^{-5}$  mgO<sub>2</sub>/cel.l.h.) a los 25 °C y en los experimentos de Abril es que recupera su actividad fotosintética al finalizar la incubación.

El segundo método fue implementado con el aparato Hansatech, básicamente utilizado en los experimentos de Octubre, ya que al iniciar el presente trabajo no se contaba con él y al ver la necesidad de tener un método con mayor eficiencia en detección de producción de oxígeno se tuvo que recurrir a su adquisición, aunque de manera general las muestras tratadas con éste método presentan comportamientos similares a los observados con el método de botellas DBO en cuanto al efecto de la temperatura, como se puede ver en las figuras.

Entre el recipiente y la cámara antes mencionadas hay un espacio que permite la circulación de agua, cuya temperatura se reguló con un baño refrigerante (Cole Palmer), mientras que la luz constante fue proporcionada con una lámpara accesoria que se puede introducir dentro del recipiente, al tiempo que éste se coloca sobre una parrilla de agitación magnética que está diseñada para dicho aparato. Este aparato en realidad integra todo sistema de incubación que se utilizó con el que inicialmente experimentamos en botellas DBO, por lo que se llevo a cabo el mismo procedimiento que en el Método I en cuanto a las temperaturas de incubación, pero en tiempos de 3 min. para cada una de ellas, esto debido a que el volumen de la muestra era menor a trabajado en DBO.

Por otra parte la condición de oscuridad se obtuvo manteniendo otra muestra de la misma estación sin luz en el recipiente e incubando de la misma manera que las muestras antes mencionadas y al igual que en el Método I también se midió una concentración de oxígeno de una muestra filtrada.

La concentración de oxígeno se detecto como cargas eléctricas que son leídas en la caja de control CB 1 y posteriormente son transformadas en concentración de oxígeno por una ecuación ANEXO 4.

### 3.- TRABAJO DE GABINETE.

La mayor parte del trabajo de gabinete consistió en la búsqueda de información bibliográfica nacional e internacional que tuviera relación con el efecto de las descargas termales en comunidades fitoplanctónicas.

Para determinar las características estructurales del fitoplancton y la relación de ésta con parámetros físicos, químicos y biológicos con que se trabajo fue necesario el cálculo de abundancias.

#### 3.1- Abundancia relativa porcentual.

La abundancia relativa de un grupo o una especie en una comunidad se refiere a la fracción con la que tal grupo contribuye a la abundancia total (Krebs, 1985)

La abundancia relativa porcentual se calculó con la fórmula:

$$Ar = ni / Nt (100)$$

Donde :

Ar = Abundancia relativa porcentual.

ni = Número de individuos de la especie *i*.

nT = Número total de individuos de todas las especies.

## DISCUSIÓN .

En la área de estudio que abarca unos 10 km<sup>2</sup>, se encontraron zonas con diferencia en la penetración de luz en la columna de agua, siendo la de mayor penetración de luz la estación mas alejada de la orilla, como era de esperarse, debido a que es una zona de oleaje lento y mayor profundidad, tal hecho evita la reflexión de la luz tanto por oleaje como por sedimentos, solo durante Diciembre y Junio se da una disminución del porcentaje de penetración de luz, esto debido a que las condiciones climáticas de nortes y fuertes vientos provocaron oleaje dándose con esto reflexión (Wetzel, 1975). La estación del canal de llamada o entrada que se caracteriza por ser un sistema semicerrado de poca profundidad, con poco movimiento de agua superficial, aunque por la actividad de succión de las bombas de la termoeléctrica se detectó resuspensión de sedimento, lo que disminuye la penetración de luz. En el caso de las estaciones que tienen influencia directa de la descarga termal, presentan resuspension de sedimentos, algas bentónicas, turbulencia y gradientes de temperatura lo que impide que aproximadamente un 50 % de luz penetre.

En el caso de la temperatura se detectó una diferencia de 9 ° C entre la estación más alejada a la costa (E2) y la estación localizada en el canal de descarga (E4), esta ultima estación se caracteriza por tener una gran velocidad de corriente, a pesar de lo cual la concentración de oxígeno mostró su valor mas bajo, lo cual solo se explica por el cambio de solubilidad y de otras propiedades como la tensión superficial, densidad y viscosidad (Kennish, 1992). En cuanto estaciones como E3 que esta influenciada por la temperatura de la descarga se detecto una estratificación en las masas de agua que continua hasta 2 km. a lo largo de la costa como un pluma térmica, debido a que no hay una mezcla completa entre las masas de agua, tal hecho debe tomarse en cuenta pues Boney (1975) indica que al incrementarse la temperatura de una zona se da una deficiencia de oxígeno, que trae como consecuencia un incremento en la respiración, lo cual se ha comprobado en especies de fitoplancton como *Chalamydomona sp.* y *Skeletonema costatum* que al ser expuestas a temperaturas de 34 y 43 ° C, limitaron su crecimiento ( Hirayama e Hirano, 1970), claro que se debe señalar que en el caso de fitoplancton que es una comunidad dinámica que esta sujeta al movimiento de las corrientes y cuyo ciclo de vida es corto parecería que el efecto no es significativo (Laws, 1993)

El pH, la salinidad y nutrimentos se mostraron similares entre las estaciones y dentro de los rangos que autores como Sykes y Boney (1976) y Boney (1975) reportan para aguas marinas tropicales

Entre las estaciones elegidas para los muestreos intensivos, la E1 y E4 presentan una similitud de ubicación y semi-aislamiento por el sistema de escolleras construido, sin embargo tienen como diferencia básica la temperatura de sus aguas



y las sustancias químicas que puedan acompañar las descargas de la Termoelectrónica, que aunque en este estudio no se cuantificaron y teóricamente son mínimas, no se descartan su influencia. En este sentido no sorprende que la composición de fitoplancton sea más parecida entre E1 y E4 que con respecto al resto de las estaciones, sin embargo es notorio que la estación con temperatura más elevada presenta siempre una menor cantidad de células. Así, se observó una reducción de entre el 27.06 % y el 48.79 % entre E1 y E4; con lo que respecta a géneros se detectó que las Diatomeas se reducen de 47 (E1) a 28 (E4) géneros, de los cuales *Donkinia sp.*, *Gramatophora sp.*, *Tracyneis sp.*, *Climacodium sp.*, *Cosinosira sp.* y *Lithodesmidium spp.* parecen ser las afectadas, en cuanto a los Flagelados se reducen de 16 (E1) a 6 (E4) y los géneros que más dañados son *Ceratium spp.*, *Dynophysis caudata*, *Gonyaulax sp.*, *Podolampas sp.*, *Silicoflagelados sp.* y *Flagelados spp.* mientras que las Cianofitas permanecen casi constantes sobre todo los géneros *Johannes baptista pellucida* y *Spirulina subsalsa*. Tal hecho difiere de lo que Lee Chen (1992) encontró, ya que indica que no hay diferencia significativa entre el número y tipo de organismos entre la entrada y salida de la descarga, por lo que considera que el shock que sufren puede ser debido a otros factores como los mecánicos y químicos

En el caso de la clorofila activa se ve también una reducción de entre 10 al 50 %, lo cual coincide con como Brian (1975), Brook y Baker (1972), Hamilton (1970), Hellawell (1986) y más recientemente Lee Chen (1992) que encontraron que en el área de descarga se da una reducción de clorofilas de hasta un 50.0 % e incremento de feofitinas, a diferencia de la zona de entrada donde las concentraciones fueron inversas, aunque algunos de estos autores aclaran que esta reducción de clorofila "a" estadísticamente no tiene una correlación con los cambios de la temperatura y que deben considerarse otros factores como el número de organismos, variación estacional y temporal de las poblaciones fitoplanctónicas, y otros ya mencionados. De manera general se observó que los valores de concentración de clorofila "a" que obtuvimos (0.0026 mg/l) están por debajo de los reportados por la Secretaría de Marina (0.64 mg/l) en la parte oeste del Golfo de México en 1988.

La estación 2 al estar alejada de la orilla y de la influencia del agua de la Termoelectrónica, dado que aun en condiciones de vientos fuertes las corrientes se dirigen hacia otras direcciones, muestra una comunidad heterogénea y repartida en una capa fótica mucho mayor, que el resto de las estaciones, por lo cual la densidad de población es más baja, esto explicaría que al comparar el número de células encontradas a la misma profundidad (1 m) y con el mismo método de muestreo, E2 aparezca como la estación con menor cantidad de organismos (<500 cel/l), lo cual no significa que sea la más pobre. En cuanto a E3 presenta un comportamiento de doble influencia, por una parte su población está compuesta de organismos de E4 y por la otra de E2, lo cual aumenta el número de células y la abundancia, aunado a que se presenta turbulencia, lo que da un aporte de microalgas bentónicas. La zona resulta ser baja en cuanto a número de células como lo reporta Zernova (1969) con >500 hasta 10000 cel/l, que en nuestro estudio se detectaron menores cantidades (<500 cel/l) sobre todo en E4 y los valores más

altos fueron <50,000 cel/l, lo cual resulta bajo al compararlo con zonas de Campeche donde el mencionado autor reportaron alrededor de 100,000 cel/l.

La abundancia de fitoplancton se ve afectada de manera diferenciada por los aumentos de temperatura, en el caso de las Diatomeas que son el grupo predominantes parecen ser las menos alteradas al resistir no solo los cambios de temperatura, sino también la presencia de productos químicos, que como se señalo no se descartan. Los Flagelados como señalan Morgan y Stross (1969) parecen ser los más sensibles ante los procesos descritos pues en la mayor parte de los casos disminuyen notablemente ó desaparecen. En nuestro estudio su presencia es baja numéricamente pero continua a lo largo de los muestreos. Por otra parte Brian (1975) y Sanders (1981) hacen referencia a que los micro-flagelados se ven beneficiados ante condiciones con elevación de temperatura y la disminución de las Diatomeas, éstas como se observó en nuestro estudio presentan cierta sucesión entre si, notoria sobre todo en el mes de Abril, en el cual las Pennadas prácticamente desaparecen y la proporción de las céntricas aumenta, esto al parecer favorece la presencia de diversos tipos de Flagelados cuya proporción también se incrementa.

Las diatomeas al ser siempre dominantes parecerían ser resistentes ante los cambios de temperatura o incluso con cierta independencia respecto a ésta, sin embargo se da una reducción significativa de organismos entre E1 y E4, lo cual Hirayama e Hirano (1970) y Carpenter (1973) lo atribuyen a la sensibilidad térmica de las Diatomeas en comparación con miembros de las Clorofitas y Cianofitas. Las Cianofitas en nuestro caso parecen ser el grupo mejor adaptado a las condiciones térmicas imperantes y su presencia es casi permanente, sobre todo al aumentar los valores de nutrimentos como  $PO_4$  y  $NO_3$ , lo que coincide como Khalasky y Renon (1970).

## TRABAJO EXPERIMENTAL

El lugar de origen y las condiciones ambientales como lo indica Morris y Glover (1974) mostraron influencia sobre la respuesta a los cambios de temperatura tanto en el punto donde alcanzan su tasa máxima de producción como en el punto en que se da la tasa de respiración, donde los valores de producción de oxígeno son semejantes a los obtenidos por Chan, Prezlenin y Trech (1985), aunque estos fueron obtenidos en condiciones de cultivo, resulta difícil asemejar las condiciones naturales y controlar todos los factores endógenos, por ejemplo existen factores como la historia luminica de la célula (en la estratificación vertical o en la mezcla en la columna de agua ) como lo indica Sournia (1973-1974) que pueden estar influenciando el comportamiento ó la producción de oxígeno En nuestro caso, en épocas de más luz encontramos estimulación en la producción de oxígeno con temperaturas altas e incluso en condiciones de oscuridad, lo cual haría pensar en mecanismos de compensación por parte de la comunidad expuesta a la descarga

térmica, en donde el calor estimula más a los mecanismos enzimáticos de la fotosíntesis que la luz. Tal hecho Davis (1991) lo señala como un efecto en el proceso metabólico a tiempos cortos de exposición de incubación y Eppley (1972) ya mencionaba que la temperatura no sólo afecta el crecimiento, sino también la capacidad fotosintética del fitoplancton. Además, como se mencionó con anterioridad, experimentalmente se observó que las muestras que presentan una composición más heterogénea tienen una producción de oxígeno ligeramente mayor que las muestras que sólo contienen Diatomeas, esto probablemente a que la sensibilidad de este grupo a la temperatura provoca una disminución en su capacidad fotosintética, mientras que en las muestras que contienen Flagelados y Cianofitas parecen soportar los cambios de temperaturas y mantener cierta capacidad fotosintética a lo largo de las incubaciones.

En cuanto a la parte metodológica es importante mencionar que el uso de DBO no resulto ser lo suficientemente sensible para detectar los cambios de producción de O<sub>2</sub> a diferencia del Método II, el cual nos permitió trabajar en condiciones de agitación, luz y temperatura más controladas. Además es importante tomar en cuenta la actividad del zooplancton que en nuestro caso no se considero por no alterar la muestra con un filtrado ó selección de fitoplancton. Sin embargo es probable que los altos valores de respiración hayan estado ligados a la actividad de este grupo, lo que puede haber dado un enmascaramiento de la producción y por ello la interpretación se valoro en cuanto a la tasa de producción y no ante las aparentes tasas de respiración. Aun con todo esto se observó que las estaciones que no tienen influencia térmica responden mejor al proceso de incubación a diferencia de lo que ocurre con las muestras de zonas influenciadas. Otro hecho importante es que las botellas claras siempre presentaban una disminución del número de células y géneros que las botellas oscuras, en donde estas últimas botellas después de los 40 °C presentaban cierta producción, lo que indicaría un efecto residual de la luz, el cual provoca esos saltos de producción estimulados por la temperatura y que después de los 35 °C mucho del zooplancton muere, coincidiendo en ésta apreciación con Suchanek y Grossman (1971) que reportan una muerte del 100% de copepodos cuando son expuestos a las descargas térmicas que exceden los 34 °C. En nuestros experimentos se interpreta la muerte masiva del zooplancton como la posibilidad de detectar la producción. Se descarta el efecto de la solubilidad de O<sub>2</sub> en el agua a diferentes temperaturas, ya que durante los experimentos se incubaron botellas de agua filtrada en las mismas condiciones y el valor de concentración de oxígeno se restó al de producción de oxígeno de las botellas experimentales, aunque este efecto en realidad no era muy significativo.

En lo que respecta a los efectos provocados por las descargas termales pueden coincidir en varios puntos con Pratt (1990) y otros autores, ya que un estres de cualquier tipo puede provocar efectos a nivel funcional y estructural, en relación a éste primero se observó una disminución del tamaño de los organismos durante la identificación y conteo celular, disminución en la diversidad y número de células entre E1 y E4, lo cual da un como menciona Odum(1985) afecta la estructura poblacional y las cadenas tróficas del ecosistema. En lo que respecta al efecto a

nivel de proceso coincide con lo mencionado por Schaeffer (1988) quien indica que un sistema que esta expuesto aun estres incrementa su respiración lo cual experimentalmente se vio ya sea causado por el fitoplancton o por el zooplancton y predice que además cambios en la concentración de nutrientes y productividad primaria provoca cambios en el flujo energético.

## CONCLUSIONES.

-La comunidad fitoplanctonica del área de estudio está constituida por poblaciones algales cuya composición y abundancia relativa muestran diferencias relacionadas con la descarga térmica. Esto se refleja en un menor número de géneros de Flagelados, disminución del número de células de Diatomeas y mayor presencia de Cianofitas en la zona con temperatura más elevada.

-Las Diatomeas son el grupo dominante tanto en el número de células/l (<50000) como de géneros (58), tanto en lluvias como secas, aunque Pennadas y Céntricas alternan su máximos de biomasa, predominando las primeras en épocas de lluvias o temporal y las segundas en épocas de calma o secas. Los Flagelados (Dinoflagelados, Fitoflagelados y Cocolitoforidos) aumentan en épocas de secas y en las estaciones más alejadas de la costa llegan a tener las poblaciones más abundantes. Las Cianofitas tienen una presencia constante sólo en la zona de temperaturas más elevada y de mayor contaminación, en el resto de las estaciones de muestreo su aparición es menos predecible.

-La zona de estudio en términos de clorofila (0.0026 mg/l) y número de células (30000 cel/l) es más pobre que en otras partes del Golfo de México.

-Las comunidades con composición más heterogénea muestran mayor producción fotosintética. Cuando son menos diversas y la dominancia esta da por las Diatomeas la eficiencia fotosintética es menor, sobre todo en las zonas con alteración térmica.

-La producción de oxígeno puede actuar en función de la temperatura a luz constante. La comunidad fitoplanctonica de la zonas influenciadas por temperaturas superiores (35 °C) a las condiciones naturales (25 °C) disminuye aparentemente su eficiencia fotosintética mientras que aquellas que se encuentran en zonas con poco ó ningún disturbio térmico pueden resistir los cambios de temperatura y recobrar tiempo más tarde su capacidad de producción.

## RECOMENDACIONES

-Se considera necesario hacer estudios posteriores que indiquen con más precisión el efecto que tienen los cambios de temperatura en cada uno de los grupos taxonómicos que componen en la comunidad, ya sea en base a monocultivos ó utilizando métodos de separación de grupos. Así como realizar otros trabajos con temperaturas mayores variando el tiempo de exposición.

-Sería importante valorar el papel del zooplancton con experimentos multitrofos controlados.

-Mantener registros periódicos de la comunidad, ya que en el futuro cercano se pondrán en marcha dos unidades más de la Termoeléctrica lo que aumentara la cantidad de agua utilizada para el proceso de enfriamiento aunado a perturbaciones en el entorno físico, lo que puede tener un efecto en la comunidad fitoplanctónica. Es importante que los canales de descarga presenten una longitud mayor de enfriamiento antes de regresar al mar.

### TEMPERATURA POR ESTACION EN CADA MES DE MUESTREO (1993-1994)

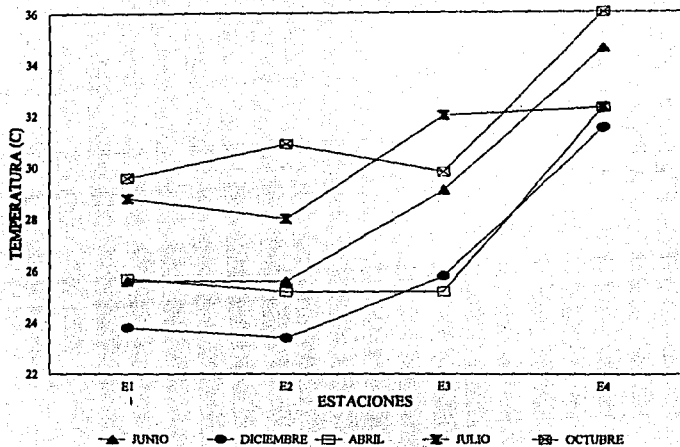
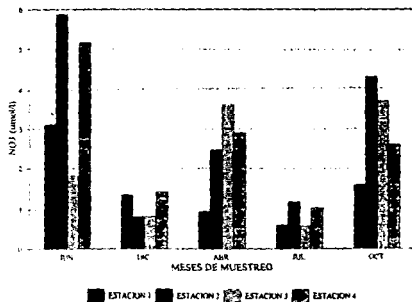
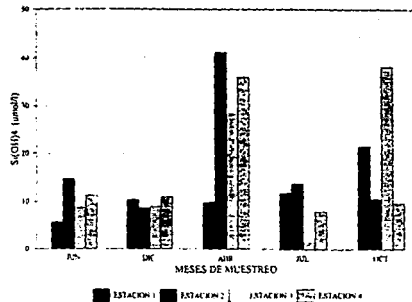


FIGURA 1. Temperatura por estación durante los periodos de muestreo (1993-1994).

CONCENTRACION DE NO<sub>3</sub> POR MUESTREO.  
(1993-1994)



CONCENTRACION DE Si(OH)<sub>4</sub> POR MUESTREO  
(1993-1994)



CONCENTRACION DE PO<sub>4</sub> POR MUESTREO.  
(1993-1994)

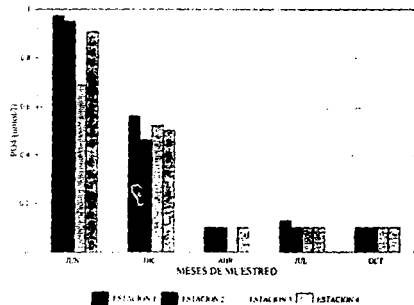


FIGURA 2.- Concentración de nutrientes por estación, durante cinco periodos de muestreo.



# JUNIO 1993

## ABUNDANCIA RELATIVA PORCENTUAL.

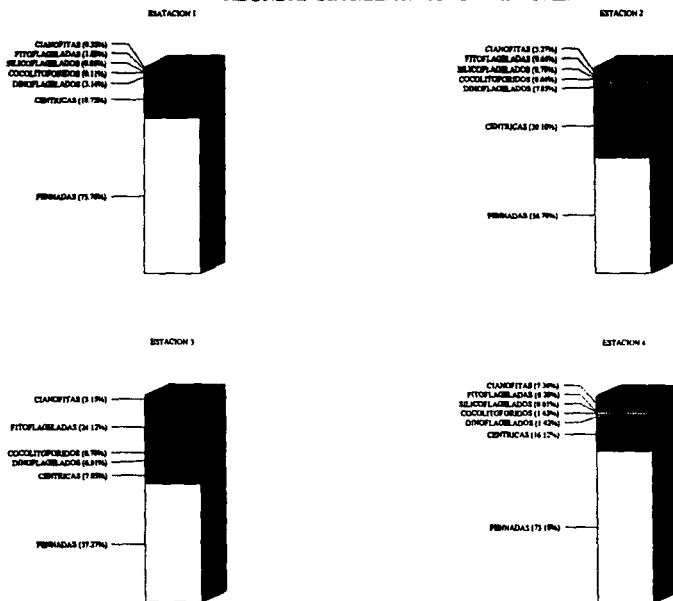


FIGURA 3a- Abundancias relativas (%) por estación de Junio.

## DICIEMBRE 1993 ABUNDANCIA RELATIVA PORCENTUAL

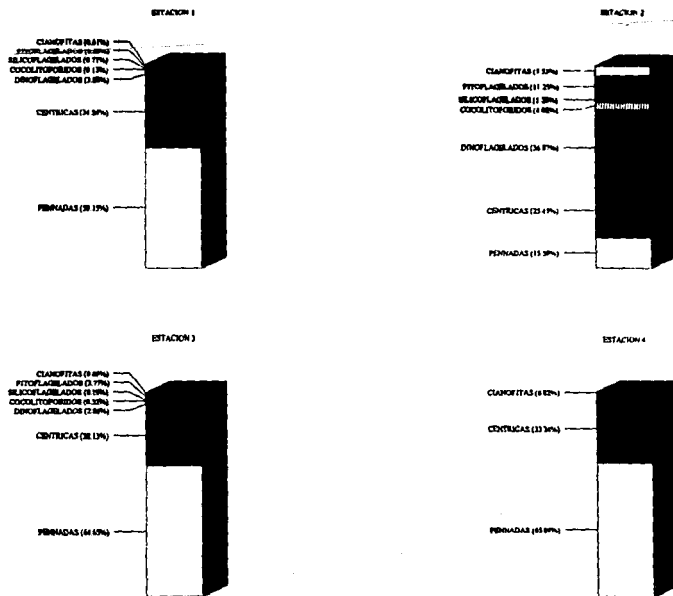


FIGURA 3b.- Abundancia relativa (%) por estación de Diciembre.

ABRIL 1994  
 ABUNDANCIA RELATIVA PORCENTUAL.

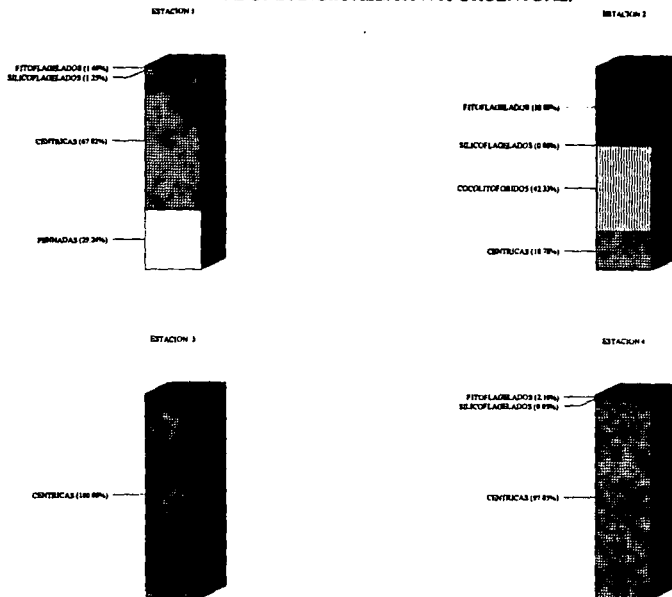
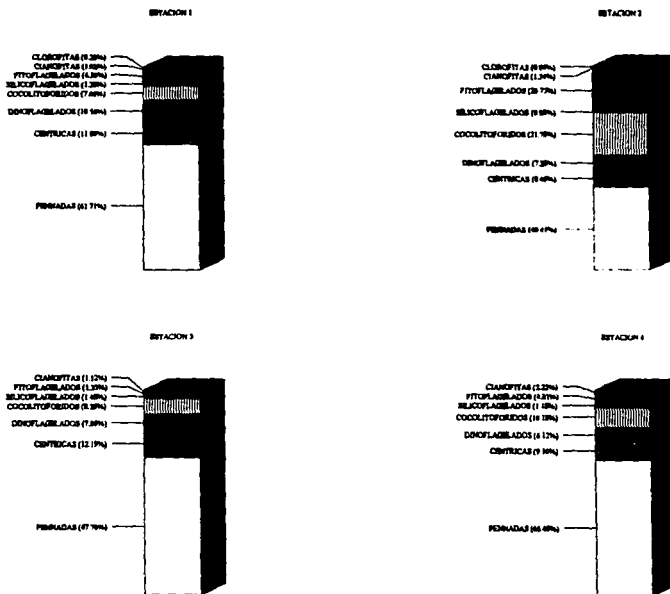


FIGURA 3c.- Abundancia relativa (%) por estación de Abril.

**JULIO 1994**  
**ABUNDANCIA RELATIVA PORCENTUAL**



**FIGURA 3d .- Abundancia relativa (%) por estación de Julio.**

# OCTUBRE 1994

## ABUNDANCIA RELATIVA PORCENTUAL

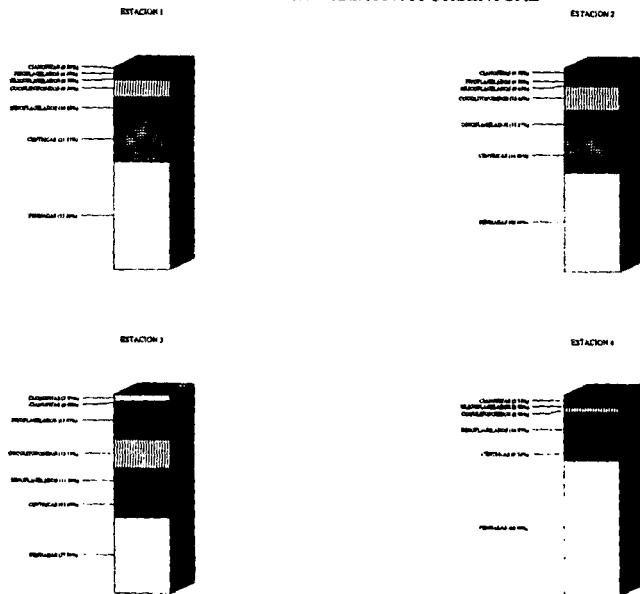
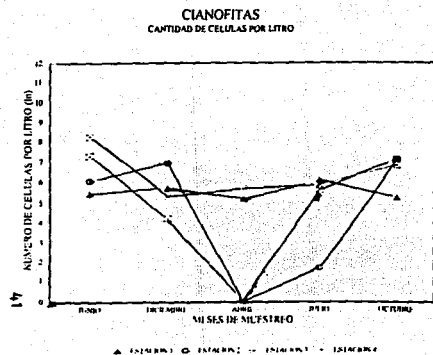
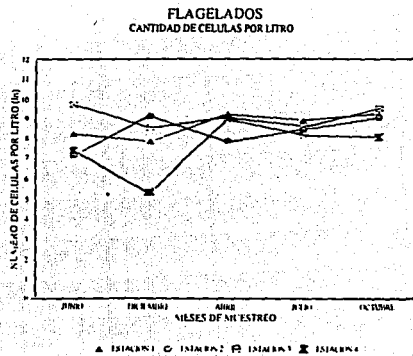
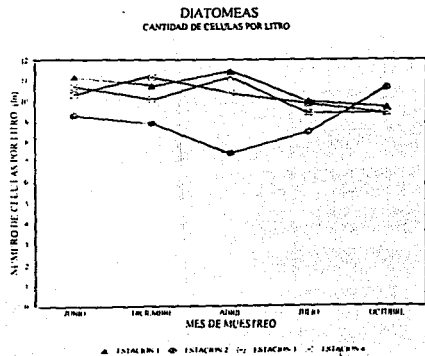


FIGURA 3e .- Abundancia relativa (%) por estación de Octubre.



**FIGURA 4 . Cantidad de células por litro durante los cinco periodos de muestreo (1993-1994)**

# FALLA DE ORIGEN



FIGURA 5a.- Diatomeas Pennadas: a) *Nitzschia Pungens*, b) *Licmophora sp.*, c) *Navicula sp.*, d) *Raphonels sp.*, e) *Navicula sp.*, f) *Pinnularia sp.*, g) *Gramatophora sp.*, h) *Cymatosira sp.* y i) *Pleurosigma sp.* (40x).

## FALLA DE ORIGEN



a)



b)



c)



d)



e)



f)



g)

FIGURA 5b.- Diatomeas Céntricas: a) *Biddulphia* sp. (40x), b) *Climacodium* sp. (10x), c) *Climacodium* sp. (40x), d) *Odontella* sp. (40x), e) *Ceratulina* sp. (40x) y Flagelados: f) *Atecado* sp. y g) *Fitoflagelado* sp. (40x)



# FALLA DE ORICEN

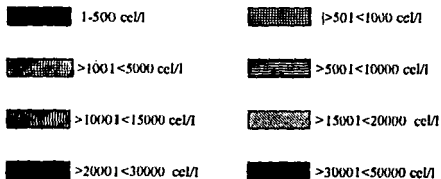
MUESTRO (1993-1994)	JUN E1	DIC E1	ABR E1	JUL E1	OCT E1	JUN E2	DIC E2	ABR E2	JUL E2	OCT E2
<b>DIATOMEAS</b>										
<b>PENNADAS</b>										
<i>Acanthos</i>										
<i>Amphora laevis</i>										
<i>A. gracilis</i>										
<i>C. closterium</i>										
<i>Cocconeis</i> sp.										
<i>Cymatosira</i>										
<i>lorenziana</i>										
<i>Cymbella</i> sp.										
<i>Diploneis</i> sp.										
<i>D. bumbus</i>										
<i>Dankania</i> sp.										
<i>Entomoneis</i> sp.										
<i>Fragilaria</i> sp.										
<i>Granatophora</i> sp.										
<i>Gyrosigma</i> sp.										
<i>Haude</i> sp.										
<i>Licmophora</i> sp 1										
<i>Licmophora</i> sp 2										
<i>Melosira tricolosa</i>										
<i>Navicula</i> sp 1										
<i>Navicula</i> sp. 2										
<i>Nitzschia costriata</i>										
<i>N. longissima</i>										
<i>N. paradoxa</i>										
<i>N. pungens</i>										
<i>N. sicula</i>										
<i>N. sigma</i>										
<i>Pinnularia</i> sp.										
<i>Plagiotropis</i> sp.										
<i>Pleurosigma</i>										
<i>gyrosigma</i>										
<i>Psammodictyon</i> sp.										
<i>Raphoneis</i> sp.										
<i>Surrella</i> sp.										
<i>Stauroneis</i> sp.										
<i>Thalassonema</i>										
<i>nitzschoides</i>										
<i>Thalassonix</i>										
<i>frauenfeldti</i>										
<i>Thacnais</i> sp.										
<b>CENTRICAS</b>										
<i>Actinoptichus</i>										
<i>undulata</i>										
<i>Asteromphalus</i> sp.										
<i>Bacillariastrum</i>										
<i>hyalinum</i> Lauder										
<i>Biddulphia aurita</i>										
<i>Ceratulus</i> sp.										

TABLA 2a.- Registro de organismos por estación y muestreo de 1993-1994



MUESTREO (1993-1994)	JUN E1	DIC E1	ABR E1	JUL E1	OCT E1
<b>CIANOFITAS</b>					
<i>Johannesbaptista pellucida</i>					
<i>Spirulina subsalsae</i>					
<i>Thricodesmium thiebautii</i>					
<i>Mesodinium rubrum</i>					
<b>CLOROFITA</b>					
<i>Propyla dubia</i> , Schiller					

JUN E2	DIC E2	ABR E2	JUL E2	OCT E2



**TABLA 2a.- Registro de organismos por estación y muestreo de 1993-1994**





MUESTREO (1993-1994)	JUN E3	DIC E3	ABR E3	JUL E3	OCT E3
<b>CIANOFITAS</b>					
<i>Johannesbaptista bellucida</i>	■			■	
<i>Spirulina subsalsw</i>	■	■		■	
<i>Thricodesmudumehau</i>					
<i>M. rumbum</i>	■	■			
<b>CLOROFITA</b>					
<i>Propita dubia</i> , <i>Schiller</i>				■	■

JUN E4	DIC E4	ABR E4	JUL E4	OCT E4
■	■	■	■	■
■	■	■	■	■

■ 1-500 cel/l

■ >501<1000 cel/l

■ >1001<5000 cel/l

■ >5001<10000 cel/l

■ >10001<15000 cel/l

■ >15001<20000 cel/l

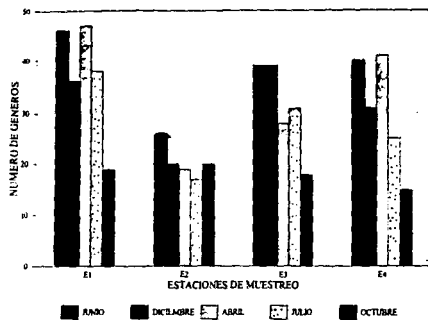
■ >20001<30000 cel/l

■ >30001<50000 cel/l

**TABLA 2b.- Registro de organismos por estación y muestreo de 1993-1994**

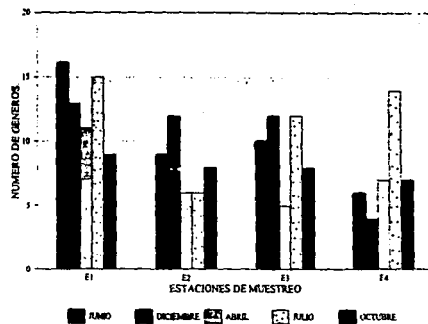
### DIATOMAS

Géneros por Estación (1993-1994)



### FLAGELADOS

Géneros por Estación (1993-1994)



### CIAKOFITAS

Géneros por Estación (1993-1994)

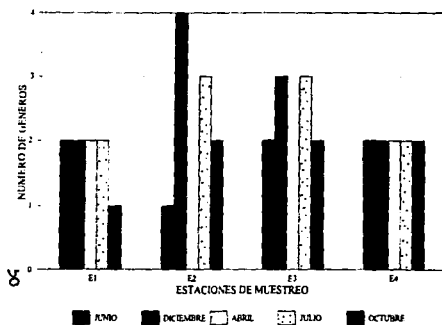


FIGURA 6.-Número de Géneros por grupo en cada estación (1993-1994).

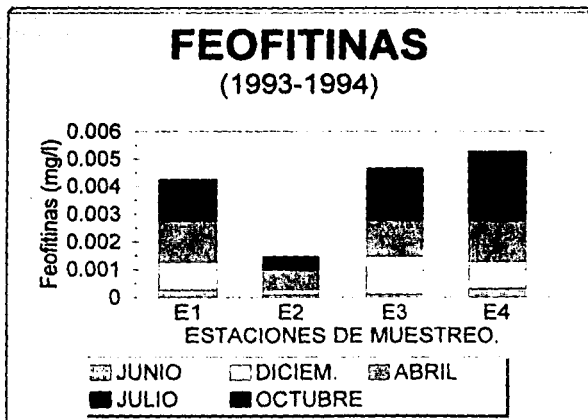
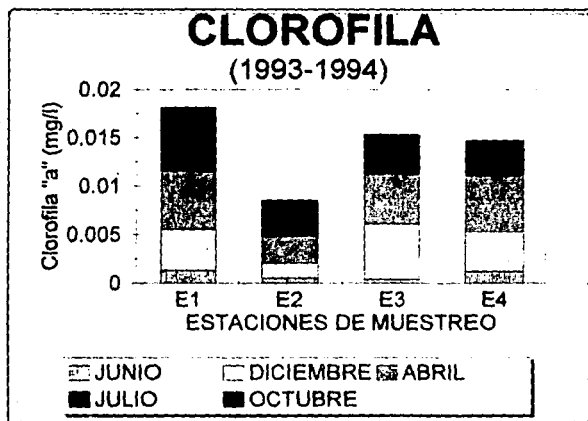
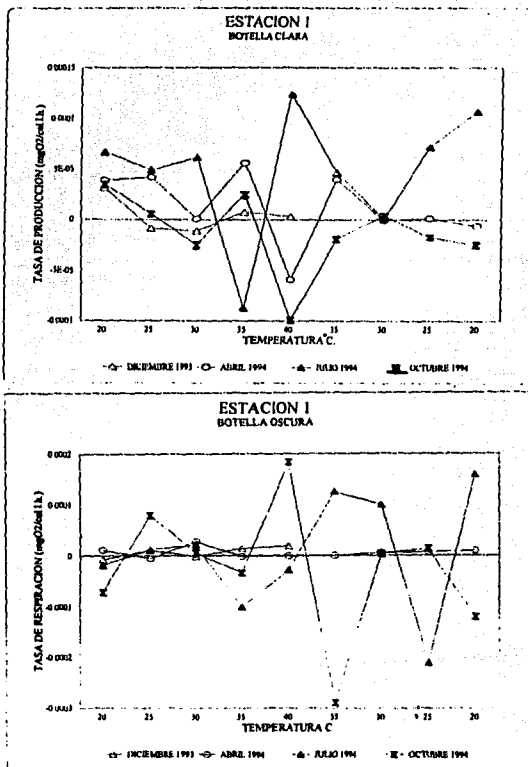
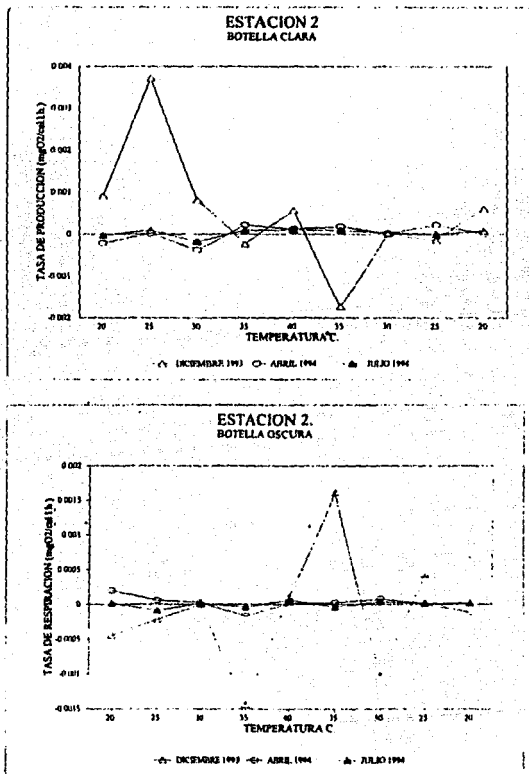


FIGURA 7.- Concentración de Clorofilas y Feofitinas en cada período de muestreo (1993-1994).

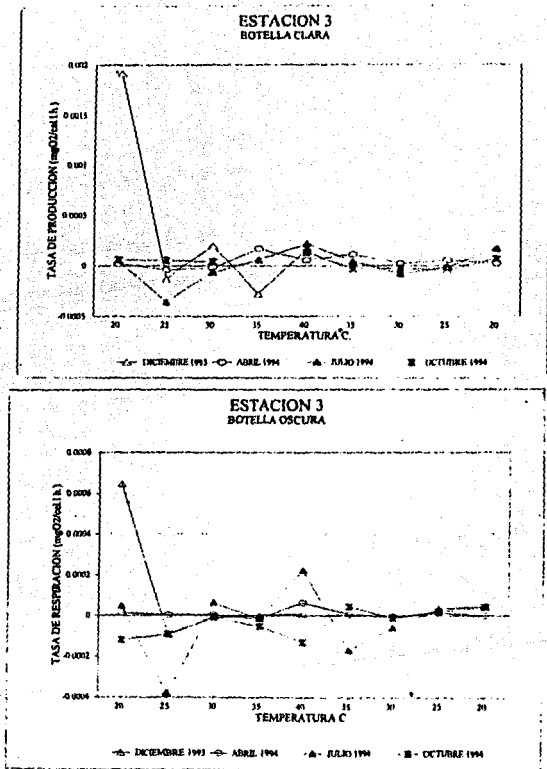




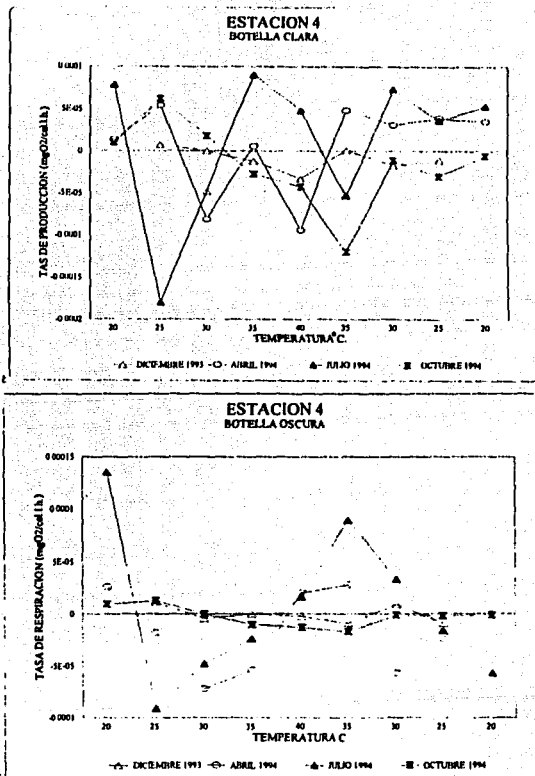
**FIGURA 8.- Experimentos en botellas claras y oscuras de los cuatro periodos de muestreo en E1.**



**FIGURA 9.- Experimentos en botellas claras y oscuras de los tres periodos de muestreo en E2**



**FIGURA 10.- Experimentos en botellas claras y oscuras de los cuatro periodos de muestreo en E3.**



**FIGURA 11.- Experimentos en botellas claras y oscuras en los cuatro periodos de muestreo en E4.**

## BIBLIOGRAFÍA.

Atlas Nacional Geográfico. (1988) "Energía Eléctrica". Inst. de Geografía. U.N.A.M. Vol. 3, Cap. VI. 5.1

Balech, E.; (1967). "Microplankton of the Golf of Mexico and Caribbean Sea". Proj. 382; Ref. 67-10T, Texas A & M Res. Found; College Station. 144.

Balech, E.; (1987). "Los dinoFlagelados del Atlantico Sudoccidental". Edit. Publ. . Espec. Inst. Oceanogr Esp. No.1 Madrid: 215-221.

Bendschneider, K. y Robinson R.J.; (1952). "A new esectrophotometric determination of nitrite in sea water". Journal Marine Reserche, 11 : 87-96.

Berry, J.A. & Bjorkman, O.; (1980). "Photosynthetic apparatus of higher plants in response to charges in the light enviroment". Biol. J. Limn. Soc. 34: 193-203

Berry, J.A. & Raison J.K.; (1981). " Responses of macrohytes to temperature". In Lange, O.L., Nobel, S., Osmond, C.B. & Ziegler, H. (Eds.) Physiological Plant Ecology, I. Response to the physical Enviroment. Encycloedia of plant physiology New Series, Vol. 12A: 277-338.

Brewer, .G. y Riley J.; (1965). "Automatic determination of silicate-silicon in natural waters with special reference to seawater". Anal. Chim. Acta, 35: 515-519.

Becker, C.D. and Thatcher, T.O; (1973). "Toxicity of power plant chemicals to aquatic life". US Atomic Energy Commission Report No. 1969, US Government Printing Office, Washington, D.C.

Boney A.D.; (1975) "Phytoplankton " The Intitute of Biology's Studies in Biology no. 52.. 3-36.

Britton, J.C. y Morton, B.; (1989). " Shore Ecology of the Gulf of Mexico". Cap. , Edit.:University of Texas Press Agustin : 12-14.

Brian, F.J.P.; (1975). " Effects of Power Plant Cooling Systems on Marine Phytolankton". Mar. Biol., 33,135-146.

Brook, A.J. & A.L. Baker; (1972) "Chlorination at Power Plants: Impact on Phytolankton Productivity" Science, New York, 176:1414 -1415.

Carpenter, E.J.,B.B. Peck & S.J. Anderson; (1972). "Cooling Water Chlorination and Productivity of Entrained Phytolankton" Mar. Biol. 16: 37-40.

Chan, K.M. y Riley J.P.; (1966). "The automatic determination of phosphate in seawater". Deep Sea Res.13 : 467471.

Clark, L.C.; (1959) " Monitor and control of blood and tissue oxygen tension" Trans. Am. Soc. artif. internal Organs 2, 41.

Contreras, F.; (1988). "Las Lagunas Costeras Mexicanas". Centro de Ecodesarrollo, Secretaria de Pesca. 263.

Comisión Federal de Electricidad; (1994). "Central Termoeléctrica Presidente Adolfo Lopez Mateos, Tuxpan, Veracruz, México" Folleto informativo C.F.E. 3-12.

Coughlan, J. and Whitenhouse, J.W.; (1977). " Aspects of Chlorine utilization in the United Kingdom". Ches. Sci., 8(1), 102-111.

Couper, A.; (1983). " Atlas of Oceans". Times Book Limited, Londres. 272.

Countant, C.C.; (1970). " Biological Aspects on Thermal Pollution". Entrainment and Discharge Canal Effects. Environ. Contr. 1,341-381.

Davey, M.C.;(1989) "The Effect of Freezing and Desiccation on Photosynthesis and survival of Terrestrial Antarctica algae and cyanobacteria". Polar Biol. 10:21969-36.

Davila, V.P. y Sánchez.S.P; (1987) "Evolución de la Zona Litoral y Balance de Sedimentos por la Construcción de Escolleras, Caso Tuxpan, Ver. Incluido dentro del informe de SEDUE de 1992. 125-130.

Davila Vega P.; (1987). "Estudios oceanográficos realizado por la C.F.E. en la zona de Tuxpan". En la segunda reunión Indicativa de Actividades Regionales Realacionadas con la oceanografía (Golfo de México y Mar Caribe Mexicanos). Comisión Intersecretarial de Investigació Oceanogrífica. En prensa.

Davis, M.H. y Coghlan, J.; (1983) "A Model for Predicting Chlorine Concentration whitin Marine Cooling Circuits and its Dissipation at Outfalls" in Jolley et al (Eds.) 347-358.

Davison, R. Ian.; (1991). "Enviromental Effects on Algal Photosynthesis Temperature". *Minirreview Phycol*; 27, 2-8.

Delie, T. and Walker, D.A.; (1981). "Polarographic measurement of Photosynthetic O2 evolution by leaf disc". *New Phytol* 81969, 165-175.

El Sayed S.Z., Sackett W.M., Jeffrey L.M., Fredericks A.D., Sauders R.B., Conger S., Fryxell G.A., Steidinger K.A y Earle S.A.; (1972) " The Marine Enviroment", Folio , Ed. por American Geographical Society. 1-12.

Eppley, R.W.; (1972). " Temperatura and phytoplakton growth in the sea" *Fish. Bull U.S.*

Ericson, J y Freeman, A.J.; (1978) " Toxicity Screening of fifteen Chlorinate and Brominated comounds using four Secies of Marine Phytolankton" in Jolley et al(Eds).

Funnell. B.M. y Riedel, W.R. ; (1971)." The Micropaleontology of Oceans". London,Cambridge Univ. Press. 828.

Fundación Natura; Julio (1991). " Potencial Impacto Ambiental de las Industrias en el Ecuador (Exlotación Preelimiar y Soluciones) "; EDUNA III; Cap. 35. 425-477.

Gracia, A.; (1981). " Modificaciones al sistema de clacificacion Climatica de Koppen, para adaptarlo a las condiciones de la araepublica Mexicana " *Offset Larios, Mexico D.F.* 252.

Hardin, G.(1960). " The competitive exclusion principle" Science N.Y. 131, 1292-1298.

Krebs, J.C., (1985) " Ecologia: Estudio de la distribución y Abundancia" 2<sup>da</sup> De. Editorial Harla, México.

Gasparini, R.; (1982) " Water quality and the discharge of cooling water into rivers, lakes and coastal water". Eds: Jerkins and Schjodtzhanen. 15-30.

Geider, R.J.; (1987). "Light and temerature dependence of the carbon to chlorohyll a ration in microalgae and cyaobacteris: implycations for physiology and grow of phytolankton". New Phytol. 106: 1-34.

González S.A.E. ; (1989). " Manual de Técnicas Básicas para el Muestreo de Plancton ". Edit. U.N.A.M.3-6.

Hall, D.O. and Rao, K.K.; (1983). " Fotosíntesis". 3era Edición, Ediciones Omega, S.A., Barceloa. 24-25.

Hamilton, Jr,D.H., Flemer D.A.,Keele C.W. y Mihursky J.A ;(1970). " Power Plants: Effects of Chloritaton on Estuarine Primary Production ", Science, Vol. 169(3441), 197-198.

Hansen H.P. y Grasshoff; (1983). "Automated chemical analysis" In: K. Grasshoff, M. Ehrhardt y K. Kremling (Eds.), Methods of Seawater Analysis, 2<sup>nd</sup>. edn. Verlag Chemie, Weinheim, 347-379.

Hellawell, J.M; (1986). "Biological indicador of Freshwater Pollution and Enviromental Management " Elsevier Applied Science, Amsterdam, London.

Hirayama K. e Hirano R.; (1970). "Influences of high Temperature and Residual Chlorine on Marine Phytolankton " Marine Biology, 7, 205-213.

Holm-Hansen, Lorenzen O.C.J.; Holmes R.W. and Stricklan J.D.H. (1965). "Flurometric Determination of Chlorohyll" J. Const. Perm.int. Explor. Mer., 0: 5.



I.A.E.A.; (1975). "Environmental Effects of Cooling Systems at Nuclear Power Stations". International Atomic Energy Commission, Vienna.

Inman, G.W. Jr y Jhonson, J.D.; (1978). "The Effect of Ammonia Concentration on the Chemistry of Chlorinated Seawater" in Jolley et al (Eds).

Jessen, L.D., Davies, R.M., Smith, R.A. y Crooks, A.S.;(1974) "Entrainment of Planktonic Organisms into Cooling Water System of three mid Atlantic Thermal Power Plants, Ed. Jessen, 95-104.

Kamath, P.R., Bhat, I.S. and Ganguly, A.K.; (1975). " Seasonal features of thermal abatement of shoreline discharges at nuclear sites". Edit:IAEA (a). 217-227.

Kerambrun.; (1978). " Impac de la Pollution Thermique sur les -cosystmes Cotiers ".  
Rev. Int. Oceanogr. Med. 50: 113-120.

Khalansky M.; (1978). " Perturbations cologiques Liées á L' Implation de Centrales Thermiques de Grande Puissance Sur le Litoral ". Oceanis, 4 : 151-115.

Kennis, J.M.; (1992). "Ecology of Estuaries : anthropogenic effects". Marine Science. 406-410.

Kinne O.; (1973). " Marine Ecology and Comprehensive, Intefrated Treatise on Life in Oceans and Coastal Waters ". Edit; Wiley Interscience; Vol: I Enviromental Factors. art. 1; 347-348.

Klein, L; (1962). " River Pollution". Vol. 2, Cause and Effects. Butterworths, London.

Kolehmainen, S.E., Morgan, T. and Castro R.; (1975) " Thermak studies on tropical marine ecosystems in Puerto Rico " Edit: IAEA(a). 401969-421.

Langford, T.E.L; (1990). "Ecological Effects of Thermal Dicharges". Chater 6. Ed. Elsevier Allied Science. 163-186.

Lawler, Matusky, y Skelly; (1979). "Ecosystem Effects of Phytolankton and Zooplankton Entrainment" Electric power Research Institute. EA-1038 Interim Report, Abril 1971. Palo Alto, C.A.

Laws A.E.; (1993). "Aquatic Pollution". An Interscience Publication. 336.

Lee Chen Y; (1992). "Factors Affecting the Phytolankton in a Tropical Coastl Water Influenced by Thermal Effluent of a power plant ". Bolletin of Plankton Society of Japan. Vol. 39, No 1. 25-39.

Leipper, D.F.; (1970). "A sequence of current atterns in the Gulf of Mexico". J. Geophys. Res., 75, 637-657.

Lewis, A.E.; (1966). "Bioestadística ". C.E.C.S.A. 1era. Ed. 107-108.

Li, W.K.W.; (1980). "Temperature adaptation in phytolankton: cellular and photosynthetic characteristic. In Falkowski, P.G. (Ed.). Primary Productivity in the Sea. Plenum Press. New York. 251-269.

Li, W.R. & Morris I; (1982). " Temperature adaptation in *Phaeodactylum tricornutum Bohlin* : Photosynthetic rate compesation and caacity " J. Ex. Mar. Biol. Ecol. 58: 135-50.

López Ramos, E; (1979). " Geología de México "; Tomo II; 2<sup>a</sup>. Edición México; 454.  
Lorenzen, P.; (1967). "Determination of Chlorophyll and Pheopigments: espectrophotometric ecuation" Limnol. Ocen. : 346-56.

Malone, T.C.; (1971) " The relative importance of nannoplankton and netplankton, primary producers in tropical oceanic and neritic phytoplankton communities" Limnol. Oceanogra. 16: 633-639

McCarthy, J. J; (1980). " Nitrogen. In The Physiological Ecology of Phytolankton". (ed. Morris), Blackwell, Oxoford. 119-233.

McGowan, J. A; (1971). "Oceanic Biogeography of the Pacific". In: B.M. Funnell and W.R. Riedel.(eds.). The Micropaleontology of Oceans. London, Cambridge Univ. Press 3-74.

McLellan H.J. and Nowlin, W.D. Jr.; (1963) "Gulf of Mexico de waters". J. Mar Res., 21, 233-245.

Mereller W.J y Morrison J.M.; (1981). " On the Circulation of the Western Gulf of Mexico With Observations From April 1978 ", J. Geophys. Rese, Vol. 86, No. C5 ,4181-4185.

Miller, D.S. y Brihoyse, B.A. (1984) " Thermal Discharge Aguide to Power and Procces Plant cooling water discharges into rivers, lakes and seas" Edit.: British Hydromechanics Reserch Association, London.

Moody, C.L.; (1967). "Gulf of Mexico Distributive Province". Am. Assoc. Pet. Geo. Bull., núm. 51. 179-199.

Morgan, R. y Stross, R.G.; (1969) "Destruction of Plankton in the Cooling Water Supply of a Strem Electric Statio" Ches. Sci. 10 (3-4), 165-171.

Morris, L y Glover H.E.; (1974). " Questions on the Mechanism of Temperature Adapttion in Marine phytolankton ". Marine Biology, 24,147-154.

Murray, G.E.; (1960). "Geologic framework of Gulf coastal Province of United State, in Recent Sediments, Norhwestern Gulf of Mexico,Am. Assoc. Petrol. Geol, Tulsa. 5-34.

Nalewajko, C. & Lean D. R. S; (1980)." Phoshorus in the Physiological Ecology of Phytolankton ". (ed. Morris L),Blackwell, Oxoford. 235-258.

Navarro, J.N.; (1981 a)."A surey of the marine diatoms of Puerto Rico", I. Suborders *Cosinudiscineae* and *Rhizosdeniineae*", Bot. Mar. : 24:427-431969.

Navarro, J.N.; (1981 b). " A surey of marine diatoms of Puerto Rico", I. Suborder *Biddulphiineae*: *Biddulphiaceae*, *Lithodesmiaceae* and *Eddicaceae*. Bot. Mar 24:615-630.

Navarro, J.N.; (1982 a). "A surey of marine diatoms of Puerto Rico III ". Suboder *Biddulphiineae*; Family: *eChaetoceraea*. Bot. Mar. 25: 305-319.

Navarro, J.N.; (1982c). " Marine diaroms associated with mangrove pro roots in the Indian river; Florida, U.S.A.". *Bibliotheca Phycologica*, 61: 1-51.

Navarro, J.N.; (198). "Asurey of the marine diatoms of Puerto Rico" VI. Suborder *Rahidineae* ; Family: *Naviculaceae* ( Genera: *Haslea*, *Mastoglia* and *Navicula* ). Bot. Mar., 61: .1-51.

Nowlin, W.D., Jr and McLellan H.J.: (1967). "Gulf of Mexico waters". J. Mar. Res., 25, 29-59.

Nowlin, W.D., Jr., Paskausky, D.f., and McLellan, J.J.:(1969). "Dissoved Oxigen". J. Mar. Res. 27,39-59.

Nugent, R.S.; (1970). "The effects of thermal effluent on some macrofauna of subtropical estuary". PhD Disertation, University of Miami, Florida.

Odum, E.P. (1985), "BioScience". Vol. 35, 419-422.

Oquist, G.; (1983). "Effects of low temperature on photosynthesis". Plant Cell Environ. 6: 281-300.

Paasche, E; (1980)." Silicon.In The Physiological Ecology of phytoplankton ". (ed. Morris L), Blackwell Oxford,251969-284.

Paragallo M.M.H. & Paragallo M.; (1897-1908) "Diatomes Marines de France et des districts maritimes voisins", A. Ashe & Co., Amsterdam 1965,491.

Perkins, E.J.; (1974). "The Biology of Estuaries and Coastal Waters". Academic Press, London, New York, San Francisco.

ProshikinaLaurenko, A.I; (1955). "Diatomove codorosli plankton Chernogo ", Marina: Izdatelstvo Akademii Nauk U.S.S.R., Botanicheski Institut. V.L. Komarova: .1-22.

Ramade, A ; (1981). "Impac du transit sur la Production Photolancinique et Certain Parametres de la Biomasse dans le Circuits de Refroidissement de la Centrale de Manriques-Ponteau" .in EDF, 587-607.

Raven, J.A. & Geider, R.J.; (1988). "Temperature and algal growth" New Phytol. 110, 441-461

Rhee, G-Yull and Gotham LJ; (1981). "The effect of enviromental factors on Phytoplankton growth: Temperature and the interactions of temperature with nutrient limitation". Limnol. Oceanogr., 26(4); 635-64.

Raiz, E.; (1964) "Land forms of México" Geography B. and the office of Naval Reserche. Cambrige Mass. Texto a escala 1: 350000.

Reusch Berg, B. y Abdullah M.L; (1977). "An automatic method for the determination of ammonia in sea water". Water Res., 11:637-638.

Ross, J.; (1972). "rcticas de Ecologia" Ed. OMEGA, 67-68.

Ruzicka, J. y Hansen E.H; (1981). " Flow injection analysis". Wiley Interscience, New York, 207.

Rohlf, F.L.J y Sokal R.R., (1981) "Statical Table", Freeman, San Francisco, California. U.S.A. 166-168.

Sackett, W.; (1981). "An Evaluation of Gulf of Mexico", in Richard A. Geyer(editor). Marine Environmental Pollution, Duming and Mining, Elsevier Oceanograh, Series, 27 B. 401-414.

Sanders, J. G. ; Rytheer J.H. y Batchelder J.H.; (1981). " Effects of Coer, Chlorine, and Thermal addition on the secies composition of marine phytolankton ". J. Ex. Mar. Biol. Ecol; 49, 81-102.

Secretaría de Marina.; (1988). "Física y Química del Océano ". Dir General. de Oceanografía Naval. INV. Ocean. F. Q. Informe Técnico Vol. IV Nm., 1-36.

SEDUE; (1992). Comisión Nacional del Agua. Gerencia Estatal en Veracruz; Subgerencia de Admon. del Agua, oficio No. BOD.734.2.2,18-25.

Síntesis Geográfica, Nomenglatura y Anexo Cartográfico del Edo. de Veracruz; (1988)

Schaffer D.H. and Kerser H.H., (1988) " Enviromental Management " Vol. 22, 445-455

Skeggs, L.T.; (1957). " Automatic Method for Clorimetric Analysis". Am. J. Clin. Phathol., 28, 311-322.

Solorzano, L.; (1969). "Determination of ammonia in natural waster by the phenolhyochlorite method.2 Limnol. Oceanogr., 14: 779-801.

Sournia, A.; (1978)." Phytolankton Manual ". Edit. United Nations Educational, Scientific. 1-5.

Steindinger K.A. and Earle S.A.; (1972). " Serial Atlas of The Marine Enviroment ". Folio . Chemistry, rimary Productivity and Benthic Algae of Gulf of Mexico Edit. American Geographical Society. 1-15.

Strathmann, R.R. (1967) " Estimating the organic carbon content of phytoplankton from cell or plasma volumen " Limnol. Oceanogr. 12, 411-418

Stricland J.D.H. and Parson T.R.; (1977)." A Practical Handbook of Seawater Analysis ". Bolletin 167; 2<sup>da</sup> edición; Edit: Fisher Reserche Board of Canada. 21-27, 49-77 y 187-261.

Suchanek, T.H. Jr. and Grossman C; (1971). " Viability of zooplankton" In Studies of effects of a Stream Electric Generation Plant on Marine Environment at North Port, New York. SUNY Story Book. Marine Science Research Center. Tech Rept Serial No. 9: 61-74.

Thorhaug, A.; (1974). "Effect of thermal effluents on the marine biology of southeastern Florida". Eds.: Gibbons and Sharitz. 518-531.

Treguer, P. and Le Corre P.; (1974). "Manual d' analyse des seix nutritifs dans l' eau de mer". Laboratoire d' Oceanologie Chimique, Universit de Bretagne Occidentale. Brest. 58.

Tureny A.W.H. & Bamber R.N.; (1983). " The Critical Swimming Speed of the Sand Smelt ( *Altherina rebyte* Cuv. ) in Relation to Capture at a Power Station Cooling Water Intake " *J. Fish. Biol.* : 23:65-73.

Van Winkler W.; (1977); Ed. " Proceedings of the conference on assessing the effects of power-plant induced mortality on fish populations " , Pergamon Press, 380.

Vollenweider, R.A.; (1967). "A Manual on Methods for Measuring Primary Production in Aquatic Environments". Second Edition. Edit.: International Biological Programme, 7 Marylebone Road, London NW1 5-15..

Weber C.L, Fay L.A., Collins G.B., Rathke D. and Towbin J.; (1979) "The Status of Methods for the Analysis of Chlorophyll in Periphyton and Plankton". Ed. Environment Monitor and Srt Laboratory U.S. Environment Protection Agency Cincinnati, Ohio 45268, 26-30.

Wetzel, R.G; (1975). *Limnology*. 2<sup>nd</sup> ed. New York, Toronto, London, McGraw-Hill. 260.

Yentsch, C and Menzel D.W.; (1963) "A Method for Determination of Phytoplankton, Chlorophyll and Phe-pigments by Fluorescence" *Deep Sea Res.* 10: 221-231.

Zeitzschel, B; (1970); "The quantity, composition and the distribution of suspended particulate matter in the gulf of California". Mar. Biol., Vol. 7 No. 4. 305 -318.

Zernova, V.V.; (1969). " The Horizontal Distribution of Phytoplankton in the Gulf of Mexico". Oceanology, 1969(4), 565-574.

Zimmerman, R.C. & Kremer, J.N.; (1984). " Episodic nutrient supply to a kelp forest ecosystem in Southern California". J. Mar Res. 42: 519-604.

## ANEXO 1-. ANÁLISIS DE NUTRIENTES.

El autoanalizador consta de los siguientes componentes: a) Muestreador; b) Deburbujeador general; c) Bomba peristáltica; d) Circuito analítico; e) Baño a temperatura constante; f) Colorímetros de 5 canales y g) Graficadores.

A excepción del muestreador, todos los demás componentes están montados en una estructura de acero. para la detección de los nutrimento es necesario preparar una serie de reactivos y durante el proceso del análisis, así como descongelar previamente la muestras filtradas en la Termoelectrica y colocar un volumen de 1000 ml en botellas de plástico que se cubren con papel parafilm y se colocan en muestreador por medio de una aguja succionadora la que tomar una cierta cantidad de muestra, introduciendola al circuito analítico, el cual ir recibiendo los reactivos respectivos para cada nutrimento y de acuerdo al tiempo de reacción aparecieron una serie de curvas líneas en el graficador.

### PRINCIPIOS QUÍMICOS DE LOS MÉTODOS DE ANÁLISIS DE CADA NUTRIENTES.

**Nitritos:** Es la modificación de la reducción de Griess-Ilosvay en la cual el nitrito es diazonizado en condiciones ácidas con sulfanilamida y el reductor acoplado con n-neftildiamina para formar un colorante azo soluble. Este método es altamente sensible y libre de interferencias. La técnica se basa en el método desarrollado por Treguer y Le Corre (1974), que es una automatización del de Bendschneider y Robinson (1952).

**Nitratos (nitritos + nitratos):** Reducción de Nitritos a nitratos y determinación colorimétrica de estos últimos, como describe en la técnica anterior. La técnica se basa en la modificación del método de Treguer y Le Corre (1974), utilizando como reductor una columna empacada con limadura de cadmio recubierta de cobre, acondicionada con cloruro de amonio.

**Fosfatos:** Formación del ácido molibdofosforico y reducción de éste a fosfomolibdeno azul con ácido ascórbico, sustituyendo la acción catalítica del Sb(III) por calentamiento a 70 °C. El método es una modificación de Chan y Riley (1966). La preparación de reactivos es tal como lo indica Treguer y Le Corre (1974), pero sin incluir el oxitartrato de potasio y antimonio.

**Silicato:** Conversión de ácido silicio a ácido B silicomolibdico y su reducción a molibdeno azul con ácido ascórbico. Este método es una modificación del de Brewer y Riley (1966), pero usando sído ascórbico como reductor (Hansen y Grasshoff, 1983). Los reactivos se preparan tal como lo indican Treguer y Le Corre (1977).

**Amonio:** Reacción de Berthelot entre fenol e hipoclorito a H alcalino (10.8), catalizada por nitroprusiato de sodio y temperatura (40 °C), para producir el azul



de indofenol. Este método es una modificación del de Reuch Berg y Abudullah (1977), que es una automatización de Solorzano (1969). El sistema para mantenerla atmósfera ácida los reactivos, el aire de segmentación y el agua de línea base, es recomendado por Treguer y Le Corre (1974).

## **ANEXO 2.- MÉTODO DE CUANTIFICACION DE CLOROFILA "a" y FEOFITINAS.**

### Concentración de la Muestra.

Un volumen de 1 l. de agua de mar, cual se filtró en papel de celulosa Millipor de 0.42  $\mu$ m de un diámetro de 30 mm.

### Extracción.

Se dobla el filtro (conteniendo el plancton) y se coloca en un tubo de 5-15 ml de referencia oscuro en su defecto forrado de papel aluminio, para agregar 2-3 ml de acetona al 96% que disolverá el filtro guardándolo en un lugar oscuro por 12 a 24 hrs. a -20°C como lo recomienda Lorenzen (1967) para una buena extracción.

Después del tiempo señalado el extracto se transfiere a un tubo de centrifuga y nuevamente se agrega acetona al 10 % hasta completar un volumen de 3-5 ml y centrifugar min. a 500 rpm. puede quedarse 10 min. en la obscuridad a temperatura de la habitación para una mejor extracción. A continuación se decanta el sobrenadante del tubo, evitando extraer el precipitado que se encuentra en el fondo y se trasvasa a una cubeta para su lectura en el Fluorómetro a cuatro escalas 750 (usado para la corrección de turbidez del disolvente), 650 nm ( detecta clorofila a), 645 nm ( clorofila b) y 630 nm (clorofila c) y si la muestra est demasiado concentrada se puede diluir a un volumen conveniente. para la determinación de éstos dos últimos feopigmentos es recomendable acidificar con 0.02 ml de ácido clorhídrico 1 N. y se vuelve a leer la muestra (Stricklan y Parson, 1977).

## **DETERMINACIÓN FLUOROMETRICA.**

El método fluorométrico (Yentsch y Metzel, 1963; Holmhansen et al 1965, Lorenzen, 1966) está basado en el método espectrofotométrico (Lorenzen, 1967) teniendo una sensibilidad, para volúmenes menores de (0.1 a 1 l.)

El método consiste en el manejo de Fluorescencia (Fo) y Fluorescencia acidificada (Fa) que se da con la extracción de pigmentos. La disminución de fluorescencia está en relación con el porcentaje de Clorofila "a" total que es la suma de Cl "a" + feopigmentos. Los cuales absorben arte de la luminiscencia.

El método tiene una precisión +-15 % (Yentsch y Metzel, 1976; Neuveux, 1986), que dependerá de la Cl "a" presente.

En éste caso se utilizó un Fluorómetro Turner 405 equipado con dos filtros uno NB0 con una banda de excitación de 440 nm y el otro SC365 con trasmitancia >665 nm.

#### CALIBRACIÓN DEL FLUOROMETRO.

Para la utilización del Fluorómetro es necesario realizar una calibración previa contra un espectrofotómetro donde se leen primero cuatro concentraciones conocidas (0.5, 0., 0.6 y 0.5 mg./m) a partir de éstas se elabora una curva patrón y se calcula una Kx de calibración del Fluorometro y Fo/Fa max. A continuación se enlistan las actividades y ecuaciones utilizadas para el calculo de Kx:

Se hacen cuatro disoluciones de Cl "a" pura de la siguientes concentraciones: 0.25, 0.031, 0.62 y 0.125 mg/ml..

Se obtiene el valor de Fluorescencia (Fo) y (Fa) Fluorescencia acidificada.

[Cl "a"] = Kx de Fluorescencia.

[ Fo/Fa ] max = se obtiene al acidificar la solución y las conocer el contenido de feopigmentos.

El método de Lorenzen (1969) reporta que la acidificación leída 665 nm indica la presencia de feopigmentos. La concentración de clorofilas y feopigmentos se calcula por la ecuación de Lorenzen (1967):

$$[\text{Cl "a"}](\text{mg/m}) = Kx \cdot [F_o F_{a\text{max}}] \cdot F_a [F_o/F_a - 1/F_o F_{a\text{max}} - 1] \cdot v/1000 \cdot V$$

$$[\text{Feopigmentos}] = Kx \cdot [F_o/F_{a\text{max}}] \cdot F_a [1 - F_o/F_a - 1/F_o F_{a\text{max}} - 1] \cdot v/1000 \cdot V \cdot 0.975.$$

Donde:

Fo/Fa max. = [Cl "a" ] acidificada.

Fo = Lectura de fluorescencia antes de acidificar.

Fa = Lectura de fluorescencia después de acidificar.

v = volumen ocupado de acetona para la extracción.

V = volumen de agua de mar filtrada.

Kx = constante de calibración del Fluorómetro.

0.975 = molécula de feopigmentos clorofila "c".

### ANEXO 3.- TÉCNICA PARA CONTEO DE FITOPLANCTON

En la estimación cuantitativa (número de células) e identificación taxonómica del fitoplancton es necesaria la utilización de un microscopio para una examinación directa, para lo cual previamente se concentra la muestra, lo cual aumenta la probabilidad que al tomar una alícuota se encuentre representado el total de las especies capturadas. El método más empleado es el del microscopio invertido de Utermohl por la accesibilidad de ésta.

#### MÉTODO DE KOLKOWITZ Y UTERMOHL (1958)

Las muestras son fijadas con unas gotas de solución de lugol, adquiriendo una coloración amarillo claro, pueden guardarse por varios meses, si se evita el contacto con la luz. En este caso por el número de muestras y la falta de cámaras de sedimentación suficientes se utilizaron las mismas botellas en que se colectó la muestra como cámara de sedimentación, para lo cual se agitaron bien éstas, se taparon y se dejaron aproximadamente 3 horas por milímetro de volumen de la muestra, que en este caso fueron aproximadamente de 12 a 48 horas, para dar tiempo a la sedimentación de los organismos más pequeños. (Vollenweider, 1974). por medio de una pipeta Pasteur se extrajo cuidadosamente 5 ml. de la parte sedimentada de cada muestra y se colocaron en un cubeta de fondo plano para el recuento e identificación que se hizo en dos etapas:

Se examina la mitad o todo el fondo de la cubeta a poco aumento (10.10x), para contar las formas muy grandes, generalmente presentes en número muy reducido. -Se examina a gran aumento (10.40x) dos o tres transectos y se cuentan las formas más pequeñas. En este caso, para calcular el número de células por unidad de volumen de la muestra, el diámetro de la cubeta es de 25.1969 mm. y su altura 4.4 mm.

#### CÁLCULOS

Para evitar caer en posibles errores estadísticos del recuento fue necesario contar un número suficiente de organismos; para lo cual se contaron por lo menos 100 individuos de las especies más importantes. Los cálculos para obtener el número de células por volumen de agua se hicieron con la siguiente fórmula:

$$\text{células/l.} = n/d * t * 1/h * 1000 \text{ mm}^3/\text{ml.}$$

Donde :

n = número de células contadas por transectos;

d = diámetro del área de la cubeta, es 40 mm.

t = longitud de los transectos, es de 25.1969 mm;

h = altura de los transectos de sedimentación, . mm. (Ros, 1979)

La identificación de las especies fitoplanctónicas se realizó al mismo tiempo que el conteo, para lo cual se consultaron claves taxonómicas (Navarro, 1981-1983;

Paragallo, 1897-1908 Y Roshininna, 1955) del oeste de las costa de Norte América, Puerto Rico y Florida, y de contar con la asesoría de personas especialistas en la identificación de fitoplancton marino. Así durante el conteo celular se identificaron a los organismos y se obtuvo la proporción de especies del numero de células contadas para posteriormente extrapolar hasta el numero total de células por mililitro con las que se contaba inicialmente (Ros, 1979).

#### **ANEXO 4.- MÉTODO II ( Determinación de concentración de oxígeno con aparato Hansatech ).**

El manejo de oxígeno en un sistema cerrado permite demostrar fácilmente y a un costo bajo el proceso fotosintético en hojas de plantas superiores, macro y micro algas. En acuerdo con tales bases se Delieu y Walke (1981) crearon un aparato que ahora es manufacturado por Hansatech.

El oxígeno que se acumula como un gas en una fase durante la fotosíntesis es detectado polarográficamente por el electrodo tipo Clark (1956). La versión mejorada por Hansatech de este electrodo es de cm. y comprende un cátodo de platino y un ánodo de plata inmerso en una solución electrolítica. Estos electrodos están sobre una base de plástico (resina epoxida) en forma de disco. El cátodo en forma de media naranja se halla en el centro y el externamente se encuentra el nodo de lata tiene una ranura por donde circula el electrolito. Dichos electrodos son protegidos por una membrana de teflón membrana de polietileno la cual es permeable al oxígeno y se asegura con una liga en forma de círculo. La solución electrolítica de cloruro de potasio permite formar un puente entre los dos electrodos.

Se aplica un pequeño voltaje a éstos electrodos dando al platino una carga negativa con respecto a la lata, lo que da origen al flujo que inicialmente es negativo y que polariza al latino (adoptando un potencial externo) que se incrementa de 600-700 mvolts y donde el oxígeno es reducido por la superficie de platino, iniciando como OH que polarizado descarga electrones donados por el oxígeno (el cual acta como un electrón acceptor). Este proceso da un flujo estequiométrico en relación con el consumo de oxígeno por el cátodo (reducción) produciendo una señal eléctrica convertida en voltaje interno que va al Hansatech CBD que es una caja de control en donde aparecen las señales que son suficientemente largas para ser monitoreadas por un graficador que dibuja la trayectoria de éstos flujos voltaicos producidos durante 9 min. de incubación en cada una de las temperaturas señaladas en el trabajo experimental y que mediante una ecuación se transforman las señales voltaicas a concentraciones de oxígeno.

$$[O \text{ } \mu\text{mol/} \# \text{ cel.h.l}] = 60 (T)/t E * 1 / V * \# \text{ cel. PS}$$

Donde:

T = valor del contenido de oxígeno de agua a saturación a la temperatura de incubación ( °C).

E = b \* h = valor de la escala triangular de la gráfica.

b = valor de 1 cm. para la horizontal registrada.

V = vertical de oxígeno a saturación.

PS = peso seco (g) ó el numero de células en la muestra (# cel.).