

36
2es



**UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA
DE MEXICO**

FACULTAD DE CIENCIAS

**PRODUCTIVIDAD PRIMARIA ACUATICA EN LA
BAHIA DE MAZATLAN**

TESIS PROFESIONAL
QUE PARA OBTENER EL TITULO DE
B I O L O G O
P R E S E N T A :
ALICIA CRUZ MARTINEZ



MEXICO, D. F.

1995

FALLA DE ORIGEN

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN



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 esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

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



UNIVERSIDAD NACIONAL
AVANZANDO
MÉXICO

M. EN C. VIRGINIA ABRIN BATULE
Jefe de la División de Estudios Profesionales
Facultad de Ciencias
Presente

Los abajo firmantes, comunicamos a Usted, que habiendo revisado el trabajo de Tesis que realiz(ó)ron la pasante(s) Alicia Cruz Martínez

con número de cuenta 8608835-8 con el Título: PRODUCTIVIDAD PRIMARIA ACUÁTICA EN LA BAHÍA DE MAZATLÁN

Otorgamos nuestro Voto Aprobatorio y consideramos que a la brevedad deberá presentar su Examen Profesional para obtener el título de BIÓLOGO

GRADO	NOMBRE(S)	APELLIDOS COMPLETOS	FIRMA
DR.	OMAR	GALVARIO MARTINEZ	
Director de Tesis	DR.	FRANCISCO FLORES VERDUGO	
DR.	SAMUEL	GOMEZ AGUIRRE	
DR.	VIRGILIO	ARENAS FUENTES	
Suplente	M en C.	DANIEL LEON ALVAREZ	
Suplente			

DEDICATORIA

**A mis padres Juana y Fortunato,
a quienes nunca podré agradecer
todos sus desvelos, atenciones y su gran cariño.
Por ser mis dos soles en el camino hacia la vida,
por brindarme su apoyo económico y amistad;
durante mi formación como ser humano y profesional.**

**A mis hermanos, Arturo, Betty, Lalo y René,
por ser los hermanos no tan comunes y lo
mejor de ellos en los momentos clave es su
ayuda y cariño.**

**A Neil por ser la alegría de un nuevo hogar,
por ser un motivo de superación y su mamá
Maricela por darlo.**

AGRADECIMIENTOS

Al Dr. Omar Calvario Martínez no sólo por la dirección de la tesis, sino por la enseñanza de cada uno de los métodos utilizados en el desarrollo del presente trabajo.

Al Dr. Alberto Abreu Grobois, por la gran ayuda desinteresada para la continuación de la tesis, así como su participación en las actividades de campo y de escritorio. Además de librar acertadamente cada uno de los inconvenientes presentados durante la segunda etapa del trabajo.

Agradezco las facilidades otorgadas durante la realización del presente trabajo a la Estación Mazatlán del Instituto de Ciencias del Mar y Limnología, UNAM.

Al Dr. Francisco Flores Verdugo responsable del laboratorio de Lagunas Costeras y Trofodinámica, por el apoyo, consejos y sobre todo por permitirme trabajar en su laboratorio.

Al Dr. Fernando González Farías responsable del laboratorio de Microbiología Marina, por las facilidades otorgadas en su laboratorio.

A las facilidades otorgadas en los laboratorios de Plancton y Química Marina para el procesamiento de las muestras de clorofilas.

A los miembros del Jurado que revisaron, corrigieron y sugirieron algunos puntos para la presentación final de esta tesis. Drs. Francisco Flores Verdugo, Samuel Gómez Aguirre, Virgilio Arenas Fuentes y al M. en C. Daniel León Álvarez.

A la Dirección General de Asuntos del Personal Académico (D.G.A.P.A.), de la UNAM por haberme otorgado la beca para la realización de la tesis; así como al Subcomite de Becas del Instituto de Ciencias del Mar y Limnología por el apoyo brindado para la adquisición de dicha beca.

A mis familiares y maestros, por sus consejos, por el entusiasmo transmitido a seguir adelante y sobre todo por la amistad brindada.

A mi gran amigo Juan Manuel Martínez Álvarez por estar a mi lado en todo momento a través de la carrera, pero sobre todo por sus sabios consejos y regaños.

A mi gran amiga de años R. Griselda Moreno Navarrete. A las amigas de inolvidables aventuras y viajes Marcela Castañeda Patlán, Rosario Cortés Téllez y Sofía Gutiérrez López. A mis amigas de la Universidad, con ellas disfruté mi estancia en la carrera: Berenice Reyes Guevara, Elísa Tamariz Domínguez, Hortensia Ahumada Trigueros y Sara Fuentes Soriano.

A mis grandes amigos de Mazatlán Claudia Maricusa Agraz Hernández por sus consejos, apoyo y ser mi compañera y amiga, a Héctor Plascencia por su ayuda y apoyo incondicional. A Alejandro Aguilar por enseñarme el duro camino de la vida. A la familia Cutillo, los cuales me hicieron sentir como parte de una familia y a Victoria Montes por aconsejarme y escucharme.

Al personal laborable de la Estación Mazatlán, quiénes contribuyeron de una u otra manera a la realización del trabajo: la gente de la biblioteca, oficinas, taller y vigilancia.

RESUMEN

El presente trabajo evalúa, compara y discute la productividad primaria, bajo un gradiente artificial de intensidades luminosas, con muestras de agua de una zona influenciada por la descarga de aguas negras y otra sin este efecto a lo largo de un ciclo anual (septiembre de 1993 - agosto de 1994), en la Bahía de Mazatlán, Sinaloa.

La estimación de la productividad primaria se realizó utilizando la técnica de incubación de botellas claras y oscuras y determinando la evolución de oxígeno por medio de un sistema fotométrico de punto final para las titulaciones Winkler. El intervalo de temperatura fluctuó entre 19.8 y 31.0 °C. La salinidad presentó el intervalo de 33.0 a 35.0 ‰. La concentración de clorofila *a* fue de 0.08 a 5.14 mg/m³ mientras que la clorofila *b* varió de 0.00 a 1.31 mg/m³ y la concentración de clorofila *c* osciló entre 0.00 a 7.23 mg/m³. Por otro lado, la concentración de carotenoides osciló de 0.00 a 5.96 mg/m³ y el intervalo de concentración de feofigmentos fluctuó de 0.15 a 11.12 mg/m³. Los valores de productividad bruta variaron desde condiciones heterotróficas (-13.42 μmol O₂ l⁻¹ h⁻¹) a productividad bruta de hasta 19.9 μmol O₂ l⁻¹ h⁻¹ con los máximos valores presentes entre el 16 y el 100% de intensidad luminosa. La productividad neta presentó un intervalo desde condiciones heterotróficas (-13.42 μmol O₂ l⁻¹ h⁻¹) a productividad neta de hasta 15.93 μmol O₂ l⁻¹ h⁻¹ con los máximos valores entre el 16 y 100% de intensidad luminosa, con respiraciones netas de 0.06 a 13.13 μmol O₂ l⁻¹ h⁻¹.

Al analizar los resultados de los parámetros físicos se observa cierta similitud entre las dos estaciones de muestreo, es decir, los valores de las 2 estaciones para cada muestreo son semejantes y las fluctuaciones presentadas a través del año son parecidas para las dos estaciones. El mismo comportamiento se observa entre los valores de concentración de clorofila a, b, c, carotenoides y feofigmentos.

El valor de productividad bruta y neta varía entre las estaciones, probablemente sea debido al tipo, cantidad y eficiencia de fitoplancton. Los valores negativos de productividad neta indican una mayor tasa de respiración en relación a la productividad. Los valores negativos registrados para la productividad bruta, indican cierto grado de dificultad para su determinación cuando la concentración de clorofilas fue del orden de 0.08 a 2.82 mg/m³.

INDICE

1. INTRODUCCION	1
2. ANTECEDENTES	6
3. AREA DE ESTUDIO	10
4. MATERIAL Y METODO	
4.1. Generalidades	12
4.2. Determinación de la Concentración de Oxígeno	12
4.3. Sistema Automatizado para la Determinación del Punto Final en Titulaciones Winkler	14
4.4. Incubador Artificial	15
4.5. Colecta de Muestras de Agua e Incubación	16
4.6. Estimación de la Productividad Primaria	17
4.7. Clorofilas	19
4.6. Determinación de la Precisión y del Número de Muestra para la Incubación	20
5. RESULTADOS	
5.1. Características Físico-Químicas	
Temperatura	22
Salinidad	23
5.2. Productividad primaria	
Productividad bruta (PB), productividad neta (PN) y respiración (R) (variación mensual)	23
5.3 Respiración	35
5.4 Número de Asimilación	36
5.5. Pigmentos fotosintéticos	
Clorofila <u>a</u>	42
Clorofila <u>b</u>	44

Clorofila <i>a</i>	45
Carotenoides	46
Feopigmentos	47
6. DISCUSION	
6.1. Características Físico-Químicas	49
6.2. Productividad primaria	49
6.3. Respiración	55
6.4. Número de Asimilación	56
6.5. Pigmentos Fotosintéticos	58
7. CONCLUSIONES	60
8. LITERATURA CITADA	61
9. ANEXOS	
Anexo 1. Preparación de reactivos	69
Anexo 2. Calibración de tiosulfato	71
Anexo 3. Limpieza de cristalería	72
Anexo 4. Valoraciones mensuales de oxígeno disuelto	73
Anexo 5. Valores de Irradiancia durante las incubaciones	81

1. INTRODUCCION

Los organismos autótrofos requieren del suministro continuo de energía obtenido de la luz o de la energía química proveniente de la oxidación de compuestos químicos para reemplazar las pérdidas por metabolismo, crecimiento y reproducción. En el ecosistema marino, la captación de energía es llevada a cabo por medio de la actividad fotosintética del fitoplancton, el cual es el principal productor de materia orgánica en los ambientes marinos y lagunares (Arenas-Fuentes y Flores-Verdugo, 1991).

En los océanos, los organismos autótrofos pertenecientes al fitoplancton conforman el grupo conocido como productores primarios. La materia orgánica producida por los productores primarios es la producción primaria y la producción primaria por unidad de tiempo y de volumen es la denominada productividad primaria (Parsons *et al.*, 1977). La productividad en la columna de agua varía de acuerdo a cambios en la cantidad de luz, temperatura, nutrientes así como la cantidad y tipo de especies de fitoplancton presentes (Raymond, 1980 y Parsons *Op. cit.*).

En el medio marino, la cantidad y calidad de la luz fluctúa en el tiempo (diario, estacional, anual), en espacio y de acuerdo a condiciones climáticas (Parsons *Op. cit.*). La intensidad luminosa en la columna de agua disminuye de manera exponencial conforme aumenta la profundidad de acuerdo a la expresión matemática de Lambert (Flores-Verdugo, 1985).

$$I_z = I_0 e^{-kz}$$

donde:

I_z = Intensidad de la luz a la profundidad z

I_0 = Intensidad de la luz en la superficie

k = coeficiente de extinción

La reducción de la luz en la columna de agua puede ser expresada en términos del coeficiente de extinción.

$$k = \frac{\ln I_0 - \ln I_z}{z}$$

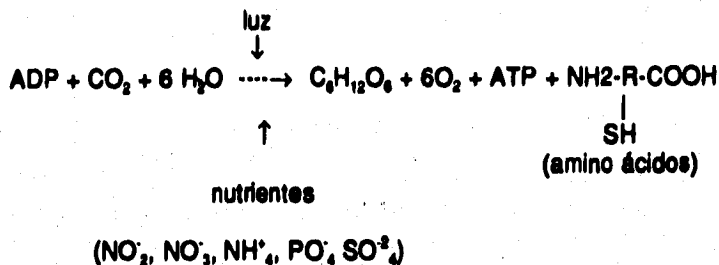
La forma en la cual el fitoplancton responde a las condiciones de luz, varía de una especie a otra (Ryther, 1956; Raymont, 1960; Falkowski, 1983). Se ha observado una relación entre la actividad fotosintética del fitoplancton y la intensidad luminosa (Ryther, Op. cit.; Marra, 1978; Abrajan-Villaseñor y Alvarez-Borrego, 1987). Se presenta un incremento en la tasa fotosintética a bajas intensidades de luz, la cual continúa aumentando hasta un máximo a partir del cual se manifiesta un descenso en la tasa fotosintética, hasta finalmente presentarse una inhibición (Parsons Op. cit., Riley y Chester, 1989). A intensidades muy altas de luz, se observa una fotoxidación de las enzimas y clorofilas, lo cual provoca una inhibición permanente (Riley y Chester, Op. Cit.).

La distribución de nutrientes puede tener una influencia importante sobre la distribución y la sucesión de especies del fitoplancton (Riley y Chester, 1989). Las bajas concentraciones de fósforo podrían reducir la división celular en algunas especies de fitoplancton ya que intervienen directamente en el ciclo de energía (Parsons et al. 1977), mientras que el nitrógeno es utilizado como un componente estructural de las células (Parsons et al. 1977). La diferencia de disponibilidad del nitrógeno y fósforo es el principal factor limitante de la productividad marina (Parsons et al. 1977; Riley y Chester, 1989).

La productividad primaria varía de acuerdo a la posición geográfica, presentando valores más altos en las zonas tropicales y subtropicales para después descender hacia los polos (Krebs, 1985), excepto en los mares circumpolares y las zonas de surgencias donde el ascenso de aguas profundas ricas en nutrientes fertilizan las capas superiores donde hay luz y se traducen en una elevada productividad primaria al menos temporalmente. En los trópicos la temperatura y la energía es constante y elevada en relación a las altitudes medias y altas, lo cual permite una productividad continua del fitoplancton durante todo el año, dando como resultado una circulación rápida de los nutrientes. Sin embargo, es reconocido el hecho de presentar una mayor tasa de producción en ambientes neríticos y costeros por el suministro continuo de nutrientes por medio del flujo de los ríos al mar.

Se ha sugerido (Parsons Op. cit.), que para evaluar la productividad primaria acuática es necesario medir la cantidad de materia orgánica producida en un lapso de tiempo, por lo tanto la muestra es incubada a las mismas condiciones de su colecta (Parsons Op. Cit. y Mc Connaughey y Zottoli, 1978). De esta manera, su cuantificación puede obtenerse aplicando técnicas de intercambio de gases a volúmenes acuáticos (Krebs, Op. cit.).

Durante la fotosíntesis el oxígeno se produce de manera proporcional al consumo de dióxido de carbono (Steemann-Nielsen, 1963), como se aprecia en la ecuación:



Las algas fotosintéticas requieren de un donador de protones (H⁺), el cual proviene de la reducción del H₂O, HP₂, HP₂S y de algunos compuestos orgánicos para iniciar la actividad fotosintética. El proceso fotosintético puede ser dividido en dos tipos de procesos: 1) el proceso fotoquímico, el cual va a depender directamente de la cantidad de luz, al inicio del proceso existe un incremento en la tasa fotosintética, pero conforme aumenta la intensidad de la luz la fotosíntesis se mantiene constante. Este segundo proceso es denominado como el proceso enzimático, el cual está limitado por la tasa de reacciones enzimáticas.

La energía para la formación de carbohidratos, es obtenida a través de la absorción de luz por medio de los pigmentos fotosintéticos (Parsons *Op. cit.*; Dawes, 1986). En todas las algas es común encontrar la clorofila *a* (Dawes, *Op. cit.*), así como algún otro tipo de clorofilas o pigmentos accesorios. La clorofila *b* está presente en los grupos de Chlorophyta y Euglenophyta. La clorofila *c* se encuentran en las Chrysophyta, Chrytophyta, Phaeophyta y Pyrrhophyta. Mientras los carotenoides se caracterizan por estar presentes en los grupos de Chlorophyta, Pyrrhophyta, Phaeophyta, Rodophyta, Chrysophyta, Cryptophyta y Euglenophyta. Los pigmentos fotosintéticos, al degradarse, pueden constituir una fracción significativa de los pigmentos presentes (feopigmentos) en el agua de mar (Strickland y Parsons, 1972).

Los métodos más comúnmente empleados para la evaluación de la productividad primaria en el medio marino han sido, la determinación de evolución de O₂, evaluada por medio de la titulación Winkler o por el consumo de CO₂ a través de la incorporación de carbono radioactivo utilizando la técnica descrita por Steemann-Nielsen (1952).

Tanto en el método de evolución de oxígeno como en el de carbono se incuban muestras de agua en botellas claras y oscuras. Las botellas claras permiten evaluar la fotosíntesis (incremento en la concentración de oxígeno) mientras que las botellas oscuras determinan la respiración (consumo de oxígeno). Esta es una técnica que permite evaluar la productividad primaria en zonas aledañas a la costa con gran precisión si se incorpora una adecuada detección del punto final (Bryan *et al.* 1976).

El número de asimilación, está definido de acuerdo a la literatura como el cociente de la productividad bruta sobre la concentración de clorofila *a*, multiplicado por el número de horas expuesta a la luz divididas entre 10 (Lara-Lara y Alvarez-Borrego, 1975). El número de asimilación puede ser interpretado de dos formas, la primera indica la máxima eficiencia fotosintética que puede ser inferida (eficiencia fotobiológica de la fotosíntesis, el uso de la energía luminosa) y la segunda, implica la máxima tasa de crecimiento específico, que puede variar en función del régimen nutricional, temperatura y tamaño de la célula (Falkowski, 1981).

Con el crecimiento de las ciudades cercanas a la costa, se propicia un aumento en el grado de contaminación, resultado de las actividades humanas. Particularmente los ecosistemas costeros se han utilizado como depósito de productos de deshecho, con la idea de que estos puedan ser dispersados o diluidos por los cuerpos de agua (Riley y Chester, *Op. cit.*). La incorporación de aguas negras al mar, incrementa el contenido de materia orgánica y compuestos de nitrógeno y fósforo, los cuales propician un descenso en la concentración de oxígeno disuelto debido a la oxidación bacteriana de la materia orgánica (Parsons *Op. cit.*). Así mismo, la abundancia de nutrientes (principalmente el fósforo, el cual está presente en la mayoría de los detergentes), estimula la proliferación explosiva de especies del fitoplancton (Riley y Chester, *Op. cit.*). Esto tiene como consecuencia el que los productos excretados (toxinas) por algunas algas cianofitas sean dañinos y disminuir apreciablemente el oxígeno disuelto en el agua, provocando una asfixia de los organismos que en ella habitan (Dawes, 1986).

La zona adyacente a la Bahía de Mazatlán tiene gran importancia económica debido a los recursos pesqueros. Las actividades pesqueras y turísticas, aunadas a la generación de desechos afectan las condiciones ambientales de la Bahía (Cortés-Altamirano y Rojas-Trejo, 1981). Las perturbaciones ecológicas debido a las descargas urbanas de la ciudad, puerto e industria pesquera alteran la productividad primaria acuática y por consiguiente a la producción pesquera (Arenas-Fuentes y Flores-Verdugo 1991).

Se considera que la zona influenciada por la descarga de aguas negras provenientes de la planta de tratamiento de la ciudad tendrá una mayor concentración de nutrientes incrementando de esta manera la productividad acuática.

En base a esta hipótesis se plantearon los siguientes objetivos:

- 1) Describir la variación de la productividad primaria acuática superficial, bajo condiciones simuladas en un gradiente de intensidades luminosas y**
- 2) Comparar la productividad primaria en una zona con descarga de aguas negras y otra zona sin descarga a lo largo de un ciclo anual.**

2. ANTECEDENTES

Uno de los primeros métodos utilizados para medir la productividad primaria acuática fue introducido por Gaarder y Gran (1927), el cual involucra la incubación de muestras de agua en botellas claras y oscuras (Davies y Williams, 1984; Wafer *et al.*, 1986; Arenas-Fuentes y Flores-Verdugo, *Op. cit.*; Millán-Núñez *et al.* 1992, entre otros). La tasa de fotosíntesis se determina por la diferencia en la concentración de oxígeno (evaluado de acuerdo al método Winkler (Strickland y Parsons, *Op. cit.*)), en la botella clara menos el valor en la botella oscura, mientras la respiración es cuantificada por medio del consumo de oxígeno en la botella inicial menos el valor de la botella oscura.

Otra alternativa para la estimación de la productividad primaria es el método de clorofila-luz como índice de fertilidad de una zona (Lara-Lara y Alvarez-Borrego, 1975). Este método es utilizado únicamente para el océano abierto, donde la productividad es debida exclusivamente al fitoplancton, dado que este método esta en función del contenido de clorofila *a* e iluminación solar.

El método propuesto por Steemann-Nielsen en 1952 se basa en la incorporación de carbono radioactivo por los organismos fitoplanctónicos contenidos en una muestra de agua. Este es empleado principalmente, en ambientes oceánicos donde la magnitud de la productividad es muy pequeña por lo que es recomendado utilizar una metodología más sensible.

Entre los problemas observados para el método de carbono catorce ^{14}C se presentan errores: 1) en la calibración del marcador radioactivo (Davies y Williams, 1984), 2) el problema fisiológico debido a la compartimentalización del carbonato dentro de la célula (Davies y Williams, *Op. cit.*), 3) almacenamiento de la muestra, problema presentado de igual manera en el método de evolución de oxígeno (UNESCO, 1973; Davies y Williams, *Op. cit.*) y 4) muestreo y estrategia de incubación problema a considerar también para la técnica de concentración de oxígeno (Davies y Williams, *Op. cit.*). Para el método de clorofila-luz, el inconveniente principal es diferenciar lo producido por el fitoplancton y no por macroalgas o pastos marinos (Lara-Lara y Alvarez-Borrego, *Op. cit.*).

El problema esencial en el método propuesto por Gaarder y Gran (1927), radica en el método empleado para la determinación de oxígeno disuelto. Cuando se utiliza el método Winkler es factible la pérdida de yodo por volatilización durante el procesamiento de la muestra, la disociación del yodo en la muestra puede alterarse con cambios en la temperatura, con lo cual se generan errores en la determinación (Williams y Jenkinson,

1982). Otro tipo de problema (Davies y Williams, *Op. cit.*) es el generado por confinación del fitoplancton, el cual está presente en todos aquellos donde se incuba la muestra. Este tipo de problemas se puede expresar como crecimiento bacteriano en las paredes de las botellas, presencia de metales pesados que afecte la productividad del fitoplancton (Fitzwater *et al.* 1982). La manera de obtención de la muestra y la estrategia de incubación, el exceso de la formación de burbujas en el momento de colecta de la muestra de agua involucra una introducción de oxígeno y la ausencia de movimientos verticales de agua durante la incubación (Davies y Williams, *Op. cit.*).

La sensibilidad en la técnica para la estimación de la productividad por medio de botellas claras y oscuras depende de la precisión con la que se mida la cantidad de oxígeno disuelto en el agua. La precisión en la técnica Winkler como normalmente se realiza (Strickland y Parsons, *Op. cit.*) puede incrementarse por medio de la detección fotométrica de punto final y la titulación en las mismas botellas, donde se fijó el oxígeno (Bryan, *et al.* 1976, Cajal *et al.* 1991).

Dada la gran cantidad de muestras de oxígeno que deben procesarse durante estimaciones de productividad primaria por medio del método de botellas claras y oscuras, es muy probable provocar una disminución en la calidad de los resultados, cuando las evaluaciones de oxígeno son realizadas manualmente (Cajal *et al.* *Op. cit.*). La implementación de sistemas automáticos para la titulación de oxígeno, han permitido la adecuada detección del punto final, al mismo tiempo que mantiene la precisión en la determinación independiente del número de muestras (Williams y Jenkinson, *Op. cit.*).

Con el incremento en la precisión para la evaluación de oxígeno es factible realizar satisfactoriamente diversos estudios de respiración planctónica, fotosíntesis o productividad primaria en diversos ambientes aún en ambientes oligotróficos (Williams y Jenkinson, *Op. cit.*; Davies y Williams, *Op. cit.*; Cajal *et al.* *Op. cit.* y Arenas-Fuentes y Flores-Verdugo, *Op. cit.*).

La estimación de la productividad primaria en lagunas costeras ha sido ampliamente estudiados (ver Contreras-Espinosa, 1993; Santoyo, 1993; Alvarez-Borrego *et al.*, 1977; Gilmartin y Revelante, 1978; Flores-Verdugo, 1985 entre otros). Las lagunas costeras han sido caracterizadas principalmente por ser sistemas ecológicos particulares (caracterizadas por diferencias en la aportación de nutrientes, variación en la salinidad, temperatura, geomorfología de la laguna) con un elevado potencial productivo y su contribución, al mar adyacente, de material orgánico (Contreras, 1993).

El uso de incubadores, utilizados para evaluar la productividad primaria por fracciones de tamaño a diferentes intensidades luminosas, se ha realizado con la técnica de ^{14}C y ha sido descrito entre otros por Abrajan-Villaseñor y Alvarez-Borrego (1987). Estos autores encuentran que la productividad primaria total depende fundamentalmente del nanoplancton y microplancton, al mismo tiempo que observaron una clara fotoinhibición a altas irradiancias.

Al Norte del Golfo de California, Alvarez-Borrego y Gaxiola-Castro (1988) encuentran altos valores del índice de asimilación en la superficie, los cuales descienden con la profundidad. A lo largo del Golfo de California, Lara-Lara y Valdez-Holguín (1988), en un estudio de productividad del fitoplancton, observan una mayor contribución a la productividad debida al microplancton en zonas con una profundidad menor a 100 m y una mayor dominancia por fracción del nanofitoplancton en zonas con más de 200 m.

El método de clorofila-luz para evaluar la productividad de un lugar ha sido evaluada por Lara-Lara y Alvarez-Borrego (1975) y Alvarez-Borrego *et al.* (1977), quienes analizaron la producción orgánica primaria para determinar la fertilidad relativa de Bahía de San Quintín. Esta bahía se caracteriza por ser un cuerpo de agua fértil con un patrón de sucesión fitoplanctónica típico de una laguna costera. Los factores limitantes fueron la intensidad y duración de la luz y los intensos gradientes de temperatura (Alvarez-Borrego *et al.* (1977).

En México existen pocos trabajos donde se estima la productividad del fitoplancton por medio de la evolución de la concentración de oxígeno. Calvario y De la Lanza (1981) en Isla Isabel emplearon los métodos de ^{14}C y de evolución de oxígeno e indican la posibilidad de obtener valores negativos (en el método de evolución de oxígeno), tal vez debido a una superación del proceso respiratorio sobre el fotosintético. Por otro lado sus estimaciones con ^{14}C siempre presentan producciones positivas, principalmente debido a que la técnica evalúa más la producción neta que la bruta (Williams *et al.*, 1979).

Gómez-Aguirre (1981), presentó datos negativos en experimentos de evolución de oxígeno, argumentando que pueden deberse al comportamiento fisiológico de los elementos del ultrananoplancton o nanoplancton respondiendo de esta manera con una inhibición y disparos de actividad fotosintética en condiciones de botella clara y oscura; un segundo argumento indica la posibilidad de que tal vez la actividad fitoplanctónica se vea afectada por la acción de los gases en los volúmenes de las incubaciones y en el tiempo de incubación.

Los estudios de fitoplancton que se han realizado en la Bahía de Mazatlán se enfocan principalmente al conocimiento de la variación anual del fitoplancton y de mareas rojas en la Bahía (Cortés-Altamirano y Rojas-Trejo, 1981; Rojas-Trejo, 1984 y Cortés-Altamirano, 1984).

Arenas-Fuentes y Flores-Verdugo *et al.*, (*Op. cit.*) realizan un estudio de productividad primaria en la Bahía de Mazatlán, encontrando valores altos de productividad bruta ($1.03 \text{ mgO}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) durante la surgencia primaveral.

3. AREA DE ESTUDIO

La Bahía de Mazatlán (Fig. 1) se ubica al sur del Estado de Sinaloa entre los 23° 10' y 23° 16' N y 106° 29' y 106° 25' W (Secretaría de Marina, 1974). Está situada a 38 km al sur del Trópico de Cáncer por lo que es considerada como una zona subtropical. La Bahía de Mazatlán es considerada como una bahía tropical eutrófica presentando descargas continuas de nutrientes (Mee *et al.*, 1984).

A lo largo del año se presentan dos épocas climáticas, una seca, que abarca de noviembre a junio y una temporada lluviosa comprendiendo los meses de julio a octubre (Guido-Sánchez, 1985). La región presenta un clima caliente subhúmedo con lluvias en verano de tipo Aw, (w)(e) presentando el subtipo más seco de entre los del clima caliente subhúmedo (García, 1973). La temperatura del aire a lo largo del año es menor que la temperatura del agua de mar (Roden, 1958). La temperatura media anual sobre la planicie costera es de 25 °C y la precipitación promedio anual registrada durante 1940-1980 es de 748 mm (SHPyT, 1990). La salinidad varía a través del año entre 24.0 ‰ y 36.0 ‰, debido a la descarga del río Presidio (Roden, *Op. cit.*).

Durante el invierno prevalecen los vientos del Noroeste ocasionando que el flujo de la corriente sea hacia el sur mientras en el verano soplan vientos fuertes del sur y suroeste de corta duración provocando que la corriente sea hacia el Norte (Guido-Sánchez, *Op. cit.*). En el verano y parte del otoño pueden aparecer fuertes tormentas locales y tempestades denominadas chubascos (Secretaría de Marina, 1974). Los huracanes afectan el área especialmente en el mes de septiembre (Stevenson, 1970).

La zona esta considerada como una zona de transición donde interactúan 3 masas de agua principales: 1) el agua fría de la Corriente de California de baja salinidad $S < 34.6$ ‰; 2) el agua cálida del Pacífico Oriental Tropical de salinidad intermedia 34.7 a 34.8 ‰ y 3) el agua cálida de alta salinidad $S > 34.9$ ‰ del Golfo de California (Roden y Groves, 1959).

El litoral esta constituido por gravas y conglomerados que forman abanicos aluviales y depósitos de talud (SHPyT, *Op. cit.*). Presenta playas rocosas, puntas y acantilados a lo largo de la costa. Frente a ella existe una fila de diferentes islas rocosas formadas por ignimbritas, tobas riolíticas y areniscas tobáceas de color claro alteradas y deformadas (SHPyT, *Op. cit.*). Al Norte de la Bahía (Fig. 1), se localiza la Isla Pájaros (23° 15' N y 106° 30' W) con una longitud de 0.90 km; aproximadamente a 1.80 km hacia el sur se ubica Isla Venados (23° 14' N y 106° 27' W), con una longitud de 1.85 km y un

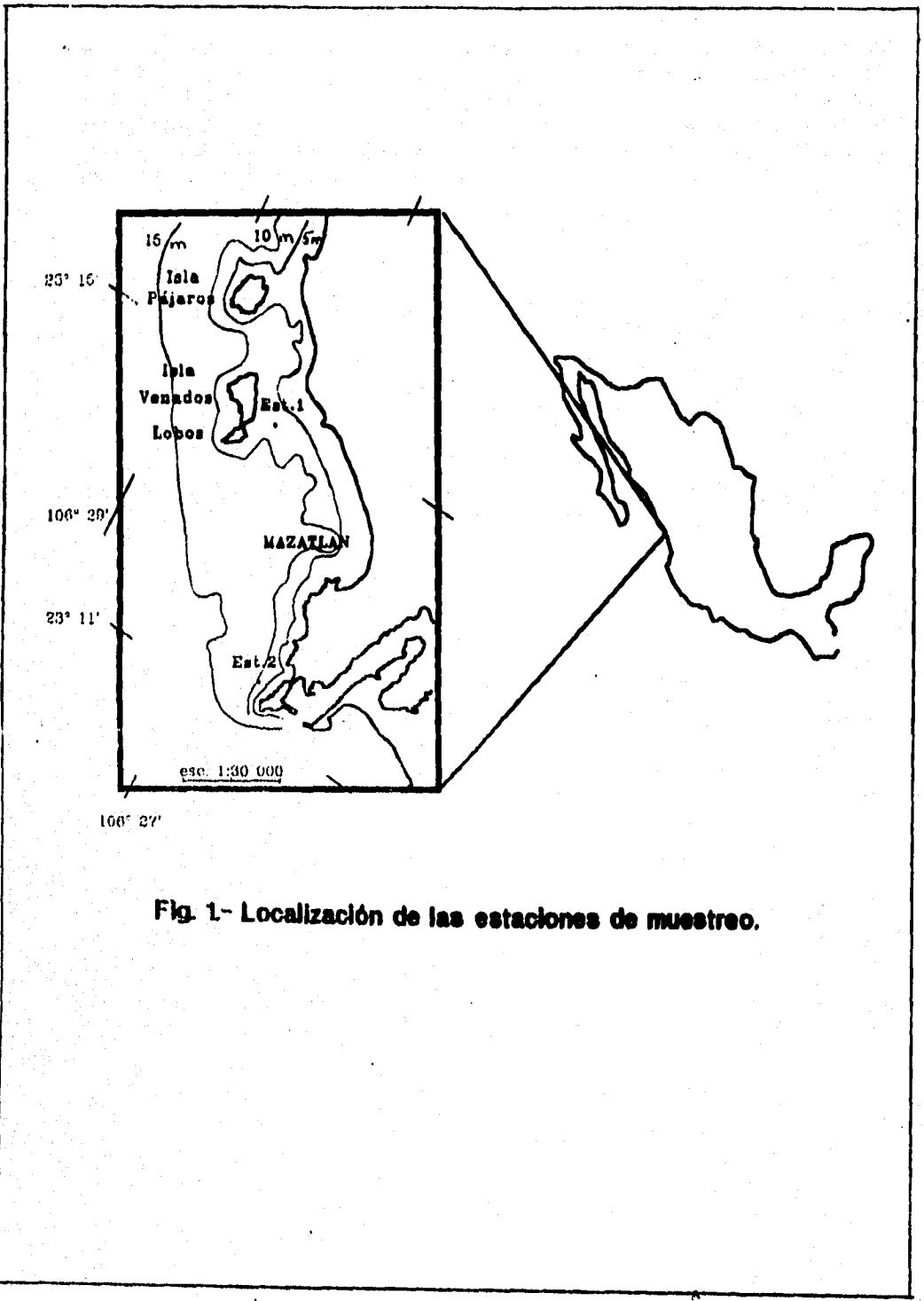


Fig. 1.- Localización de las estaciones de muestreo.

ancho que varía entre los 250 y 700 m. La parte sur de esta Isla presenta una porción angosta de tierra denominada cuello que une a Isla Venados con Isla Lobos con una profundidad de 5 m. Las islas producen un efecto de protección entre ellas y la línea de la Costa (SHPyT, *Op. cit.*). La zona ubicada frente al estadio de Mazatlán presenta una profundidad de 15 m y hacia la parte localizada frente al canal de desagüe de la planta tratadora de aguas negras tiene una profundidad de 13 m.

4. MATERIAL Y METODO

4.1. Generalidades

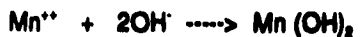
La estimación de la productividad primaria acuática en este trabajo está basada en la incubación de muestras de agua superficial en botellas claras y oscuras (Gaarder y Gran, 1927) y la medición de evolución de oxígeno después de un intervalo de tiempo para la incubación. La determinación de oxígeno disuelto se efectúa siguiendo el método Winkler de acuerdo a lo estipulado por Strickland y Parsons (1972) y utilizando un sistema automatizado para la determinación del punto final.

Los reactivos utilizados fueron de grado analítico de acuerdo a lo recomendado por Carrit y Carpenter (1966) con la sustitución del cloruro manganoso por el sulfato manganoso (ver Anexo 1). La concentración de tiosulfato de sodio fue incrementada a lo sugerido por Carrit y Carpenter (*Op. cit.*), de tal manera que se permitirá la titulación en las propias botellas en las que se realizó la incubación. La calibración del tiosulfato de sodio se efectuó con una solución estándar de ioduro de potasio (Anexo 2).

4.2. Determinación de la Concentración de Oxígeno.

La determinación de la concentración de oxígeno es realizada por el método Winkler y expresada en $\mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1}$.

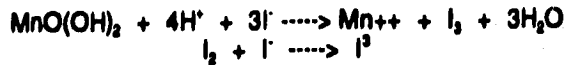
En el método Winkler (Riley y Chester, 1969), se adiciona a la muestra de agua una sal manganosa, seguida de una solución alcalina, formando un precipitado blanco de hidróxido manganoso:



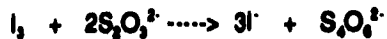
El oxígeno de la muestra reacciona con este hidróxido para dar un compuesto tetravalente de manganeso (precipitado pardo).



Se acidifica en presencia de ioduro y se libera yodo, en cantidades equivalentes al contenido original de oxígeno disuelto en la muestra.



El Iodo libre se titula con una solución de tiosulfato de sodio



El cálculo del contenido de oxígeno (Strickland y Parsons, Op. cit.) de la muestra es obtenido a partir de la siguiente fórmula:

$$\mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} = (\text{V B}/50) * (\text{M T}) * (1000/4) * (1000/\text{Vol de bot.}-2)$$

V B= volumen de tiosulfato utilizado dividido entre el tamaño de la bureta utilizada, ml

M T= molaridad del Tiosulfato de sodio, M

1000/V de bot- 2= volumen de la botella (ml) menos 2, debido a 2 ml de reactivo adicionados

Para la determinación de la concentración de oxígeno por medio del sistema automatizado descrito a continuación se requiere conocer el volumen de la botella donde se fija la muestra de agua, dado que el error volumétrico puede alterar la determinación en la concentración de oxígeno en la muestra (Williams y Jenkinson, Op. cit.).

El volumen de la botella fue obtenido a partir de la diferencia en peso del promedio de la botella llena (con agua destilada, sin burbujas y seca exteriormente) menos el promedio de la botella vacía y seca. Posteriormente se utilizó el valor de corrección a la temperatura de 25 °C de acuerdo a Weast (1973), para determinar el volumen de cada botella.

4.3. Sistema Automatizado para la Determinación del Punto Final en Titulaciones Winkler.

La determinación del punto final en la titulación Winkler fue obtenida utilizando un detector fotométrico, acoplado a una computadora, de acuerdo a lo descrito por Williams y Jenkinson (*Op. cit.*). Este sistema permite incrementar la precisión en la determinación de la concentración de oxígeno, al eliminar la subjetividad del analista en la determinación del punto final de un gran número de muestras por titularse.

En este trabajo el sistema automatizado para la determinación del punto final está integrado por un detector fotométrico, un dosificador Metrohm 665 Dosimat, una computadora XT IBM-PC compatible, un convertidor analógico-digital de 12 Bits (Metabyte DAS-8) y una impresora (Fig. 2).

El detector fotométrico se compone de una fotocelda en un extremo y de un bulbo incandescente en el otro. La botella con la muestra a titular se coloca entre éstos, por encima de un agitador magnético. La comunicación entre el detector y la computadora se realiza por medio de un convertidor analógico-digital.

El dosificador es una bureta automática de pistón formada por unidades intercambiables de 1 y 50 ml, la cual se encuentra conectada a la computadora través del puerto serial.

La computadora controla el pistón de la bureta y por lo tanto, la cantidad de reactivo suministrado a la muestra. El pistón trabaja por medio de pulsos (10 000 pulsos corresponde al volumen total de la bureta). La resolución del dosificador varía dependiendo del volumen de la bureta, con la unidad de 50 ml el volumen mínimo adicionado es de 5 μ l (equivalente a 1 pulso) y para la unidad de 1 ml el volumen mínimo adicionado es de 1 μ l (equivalente a 10 pulsos). Se deja la base de la unidad de 50 ml para que el número mínimo de pulsos fuera de 1, pero el volumen no es de 50 ml sino que se colocó la unidad de 1 ml en la base de la unidad de 50 ml, para que con 1 pulso (correspondiente a la base de la unidad de 50 ml), se obtendrá un volumen mínimo de 0.1 μ l al momento de titular y poder determinar pequeños cambios de concentración de oxígeno en cada una de las muestras a titular.

Un programa de computación (escrito en Turbo Basic por el Dr. Omar Calvario Martínez), permite controlar todo el proceso de la titulación. Al inicio de la titulación el programa requiere de una serie de valores iniciales como: valor de la absorbancia al 0%, valor de la absorbancia al 100%, molaridad del tiosulfato de sodio, volumen inicial de

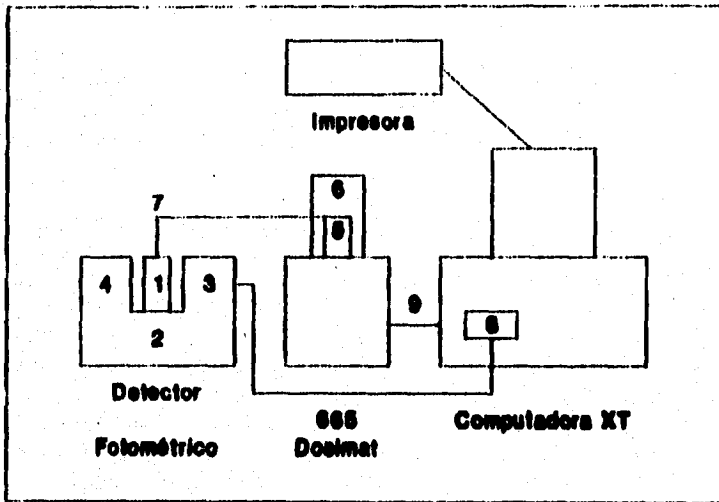


Fig. 2. Sistema Automatizado para la determinación del punto final. El detector fotométrico se compone de un contenedor de botella (1), agitador magnético (2), fotocelda (3) y foco incandescente (4). Dosificador 665 integrado: pistón (5), recipiente de tiosulfato (6) y suministro de tiosulfato (7) conectado a la computadora por medio de un puerto serial (9). La computadora contiene un convertidor analógico-digital (8), el cual permite leer la señal de la fotocelda (3).

tiosulfato a agregar, número de botella, temperatura *in situ*, temperatura al fijar, salinidad *in situ*.

El programa de control activa el agitador magnético y el Dosimat adiciona de manera rápida, un volumen inicial de tiosulfato. Al homogeneizar la muestra, el voltaje (interpretado como absorbancia en el programa) de la fotocelda es leído.

Al inicio de la titulación la absorbancia corresponde al 100% (3.5 mV) , pero conforme se agrega el reactivo (tiosulfato de sodio) se observa una disminución progresiva en la absorbancia. Cuando la absorbancia disminuye hasta el 18%, el programa indica cantidades más pequeñas de tiosulfato para ser adicionadas. En este momento el volumen de tiosulfato utilizado es almacenado en memoria, considerándose como un posible punto final. Se continúa adicionando pequeñas cantidades de tiosulfato (0.1 μ l) y se lee la fotocelda para corroborar si verdaderamente es un punto final. Si no se presentan cambios en la absorbancia, la titulación termina y el volumen de tiosulfato que fue almacenado en memoria es utilizado para calcular la concentración de oxígeno. Por otro lado, si se presenta una disminución en la absorbancia, se considera un falso punto final y se continúa adicionando tiosulfato hasta obtener un valor mínimo de absorbancia. Al finalizar la titulación, el Dosimat es reinicializado y el programa imprime la concentración de oxígeno en μ mol O_2 l^{-1} quedando listo para procesar la siguiente muestra.

4.4. Incubador Artificial

Un incubador artificial fue construido específicamente, de tal manera que fuera posible obtener un gradiente con 7 intensidades luminosas de la luz incidente (100, 97, 82, 59, 32, 16 y 5%) y mantener una temperatura constante por medio del flujo continuo de agua (Fig. 3).

Dicho gradiente se obtuvo con la ayuda de diferentes placas de acrílico tanto en grosor como en color. La determinación de la disminución en la intensidad luminosa por cada placa de acrílico fue obtenida con la ayuda de un cuántometro QSL-100, obteniendo medidas precisas de la irradiancia (número de fotones que llegan a un punto provenientes de todas direcciones).

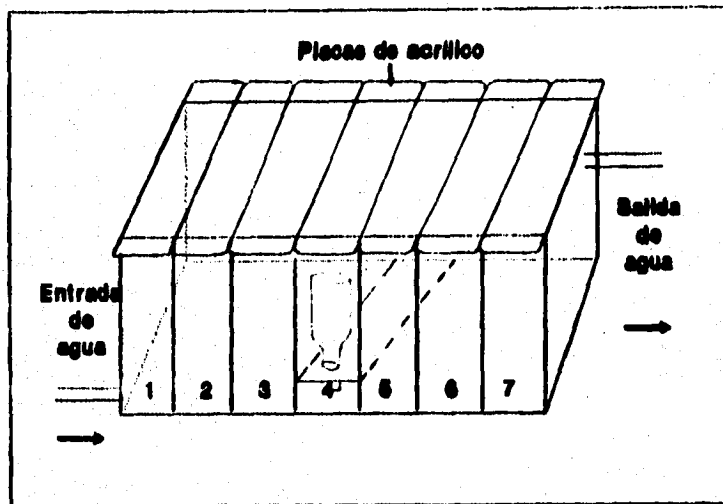


Fig. 3. Vista superior del incubador construido para llevar a cabo la estimación de productividad primaria. Los números corresponden a las diferentes intensidades luminosas (lo) simuladas: 1=100%, 2= 97%, 3=82%, 4=59%, 5=32%, 6=16% y 7=5% de lo. Las placas de acrílico permiten disminuir la cantidad de luz.

4.5. Colecta de Muestras de Agua e Incubación

La limpieza del material utilizado se realizó de acuerdo a lo descrito por Fitzwater *et al.* 1982, evitando de esta manera la posible alteración de la estimación de la productividad primaria por la introducción de metales pesados (Fitzwater *Op. cit.*) o contaminantes orgánicos a las botellas (Gokerman, *et al.* 1978).

En el mercado existen varios detergentes para este propósito y algunos son hechos con fórmulas especiales, para la limpieza de cristalería de laboratorio. En este trabajo el jabón utilizado para el lavado de la cristalería fue el RBS-35. El procedimiento de lavado se describe en el Anexo 3. Después del lavado, las botellas fueron almacenadas, generalmente, con una solución ácida con el objetivo de evitar el crecimiento de microorganismos a las paredes de cristal, así como evitar una posible contaminación por metales.

Dentro la Bahía de Mazatlán se ubicaron dos estaciones de muestreo (Fig 1), la primera se localiza al Norte de la Bahía cercana a isla Venados ($23^{\circ} 14.04' N$ y $106^{\circ} 25.88' W$) con una profundidad de 5 m y la segunda se situó al sur de la Bahía frente al canal de desagüe de la Planta de tratamiento de aguas negras ($23^{\circ} 10.96' N$ y $106^{\circ} 27.55' W$) con una profundidad de 13 m. La posición de las dos estaciones de muestreo se obtuvieron por medio de un equipo Magellan NAV 1000 GPS (Global Positioning System).

La colecta de muestras de agua se realizó, generalmente cada dos semanas, durante las primeras horas del día (07:00 a 09:00). La toma de muestra de agua se obtuvo por medio del llenado de un recipiente de plástico de 20 litros en la superficie, en cada estación de muestreo. Se registró la temperatura *in situ* con un termómetro digital adaptado a un múltímetro y la salinidad por medio de un refractómetro al llegar al laboratorio. La muestra de agua superficial fue almacenada en un lugar oscuro por aproximadamente 24 h a temperatura ambiente.

Posteriormente, la muestra de agua fue sifoneada al menos 2 veces el volumen de las botellas usadas para la incubación, por medio de una manguera de silicona y evitando el burbujeo. A continuación se tapaban cuidando la formación de burbujas y se aseguraba el tapón de las botellas. Finalmente fueron fijadas en placas de acrílico y colocadas a las diferentes intensidades luminosas dentro del incubador.

Para cada una de las estaciones de muestreo se utilizaron 6 botellas iniciales, 6 botellas oscuras y 4 botellas claras para cada una de las intensidades luminosas utilizadas, es decir, 40 botellas en total. Las botellas oscuras fueron cubiertas con doble bolsa negra.

Los incubadores con las botellas para la incubación fueron colocados al aire libre con flujo continuo de agua evitando de esta manera el sobrecalentamiento de las muestras. El período de incubación a la luz fluctuó entre 4 a 5 h.

A las botellas iniciales se les agregó 1 ml de sulfato manganoso seguido por un 1 ml de solución alcalina por medio de pipetas repetitivas, se taparon (procurando evitar la formación de burbujas) y fueron agitadas para fijar el oxígeno disuelto contenido en ellas. Una vez fijadas las botellas iniciales se colocaron en un baño de agua evitando de esta manera, la entrada de aire dentro de ellas por diferencia de temperatura.

Al iniciar la titulación, la botella inicial fue destapada y se le agregó 1 ml de ácido sulfúrico con la ayuda de un dispensador (con un error de 0.1 ml a 0.3 ml) para finalmente colocarla en el contenedor de agua del detector de punto final e inicializar la titulación. Al final del período de incubación tanto las botellas claras así como las botellas oscuras fueron procesadas siguiendo el mismo procedimiento utilizado para las botellas iniciales.

4.6. Estimación de la Productividad Primaria.

Una vez determinada la concentración de oxígeno de las botellas iniciales, claras y oscuras se calcularon los valores promedio. De esta manera el valor promedio de oxígeno de la botella clara menos el valor promedio de oxígeno de la botella inicial evalúa la productividad neta y el valor promedio de oxígeno de la botella inicial menos el valor promedio de oxígeno de la botella oscura determina la respiración. La suma de la productividad neta más la respiración dan como resultado la productividad bruta. Estos valores se determinaron de la siguiente manera:

$$PN = \frac{\bar{x} [O_2]_{BC} - \bar{x} [O_2]_{BI}}{\text{Intervalo de incubación (h)}}$$

$$R = \frac{\bar{x} [O_2] BI - \bar{x} [O_2] BO}{\text{Intervalo de Incubación (h)}}$$

$$PB = PN + R = \frac{\bar{x} [O_2] BC - \bar{x} [O_2] BO}{\text{Intervalo de Incubación (h)}}$$

El error estándar total de las dos medias (Kazmier y Díaz-Mata, 1992), se calculó de acuerdo a la siguiente fórmula.

$$\sigma_{x_1 - x_2} = (\sigma_{x_1}^2 + \sigma_{x_2}^2)^{1/2}$$

donde:

PN = Productividad neta, $\mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$

R = Respiración, $\mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$

PB = Productividad bruta, $\mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$

σ_{x_1} = varianza de la botella clara para la PN o botella inicial para la R

σ_{x_2} = varianza de la botella inicial para la PN o botella oscura para la R

$\sigma_{x_1 - x_2}$ = Error estándar total

$\bar{x} [O_2] BC$ = Valor promedio de oxígeno disuelto en la botella clara, $\mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1}$

$\bar{x} [O_2] BO$ = Valor promedio de oxígeno disuelto en la botella oscura $\mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1}$

$\bar{x} [O_2] BI$ = Valor promedio de oxígeno disuelto en la botella inicial $\mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1}$

4.7. Clorofilas

La determinación de clorofilas al inicio y fin de la incubación se hizo al mismo tiempo en que se llenaron las botellas para la incubación, para observar si no existía degradación de pigmentos fotosintéticos. La determinación de clorofilas esta basada en el método descrito por Strickland y Parsons (1972).

La muestra de clorofilas se filtró con la ayuda de una bomba de vacío y equipo de filtración Millipore, utilizando filtros de fibra de vidrio Whatman GF/F con un diámetro de 47 mm y un tamaño de poro de 0.7 μm a una presión de 20 in Hg. Los filtros fueron envueltos en papel aluminio y almacenados a una temperatura de -20 °C para su posterior procesamiento.

La extracción de los pigmentos (clorofila a, b, c, feopigmentos y carotenoides) se realizó por inmersión del filtro macerado en 10 ml de acetona al 90 % por 22 h. Posteriormente se centrifugó a 3000 rpm durante 10 min y el sobrenadante fue utilizado para la lectura de las muestras al espectrofotómetro a 480, 630, 645, 665 y 750 nm utilizando celdas de cuarzo de 1 cm. Para la obtención de los feopigmentos, las muestras se acidificaron con 2 gotas de ácido clorhídrico al 70% por 4 minutos para después ser leídas a 665 nm y 750 nm (Strickland y Parsons, *Op. cit.*). La determinación de concentración de los valores de clorofila a, clorofila b y clorofila c, carotenoides y feopigmentos fue calculada por el método de Strickland y Parsons (*Op. cit.*). Se realizaron las correcciones para error de celda y turbidez restando la lectura a 750 nm a cada una de las longitudes de onda leídas. En la determinación de concentración de carotenoides se utilizó el valor de la lectura a 750 nm restando el valor de éste (multiplicado por 2) al valor obtenido a 480 nm.

$$\text{Clorofila a (S)} = 11.6 E_{665} - 1.31 E_{645} - 0.14 E_{630}$$

$$\text{Clorofila b (S)} = 20.7 E_{645} - 4.34 E_{665} - 4.42 E_{630}$$

$$\text{Clorofila c (S)} = 55.0 E_{630} - 4.64 E_{665} - 16.3 E_{645}$$

$$\text{Carotenoides (S)} = 10.0 \times E_{480} \text{ para Chrysophyta o Pyrrophyta}$$

donde:

E = representa la absorbancia a diferentes longitudes de onda

S = cantidad de clorofila "x" en $\mu\text{g/ml}$

La concentración de los diferentes tipos de clorofilas fueron obtenidas de acuerdo

a:

$$Cl = \frac{S \cdot Va}{V \cdot l}$$

donde:

Cl = Clorofila "x", mg / m³
 S = valor obtenido para la clorofila "x", µg/ml
 Va = volumen de acetona utilizada para la extracción, ml
 V = volumen de muestra filtrada, l
 l = longitud de la celda de lectura, cm

La concentración de feopigmentos fue calculada utilizando la siguiente fórmula:

$$Feo = \frac{26.7 (1.7 [665a] - 665o) \times va}{V \times l}$$

donde :

Feo = Feopigmentos, mg/m³
 665o = lectura antes de acidificar
 665a = lectura después de acidificar
 va = volumen de acetona utilizada (ml)

4.8. Determinación de la Precisión y del Número de Muestra para la Incubación.

Con el propósito de determinar tanto la precisión así como el número mínimo de botellas Iniciales, claras y oscuras para las incubaciones se procedió a coleccionar agua de mar superficial de la estación de muestreo 1. Con esta muestra de agua se llenaron 40 botellas de acuerdo al procedimiento descrito y se determino la concentración. Los resultados obtenidos permitieron determinar la precisión de las evaluaciones al obtenerse un CV = 0.31% para 40 botellas (este valor es a veces menor debido a que se descartó una botella en la cual se le formó una burbuja de aire) y un CV = 0.15% para 38 botellas (es un número constante de botellas utilizadas para la estimación de la productividad primaria).

Para evitar analizar un número excesivo de muestras se requiere de alguna guía para determinar el mínimo de muestra sin un decremento en la precisión. Una forma estadística para establecer dicho número se obtiene con la variación del valor de error absoluto obtenido para un incremento del número de determinaciones (Jeffery et al. 1989). Al determinarse la concentración de oxígeno en 6 repeticiones se observó que la variación del error absoluto para 3 muestras fue de 1.16, para 4 fue de 0.75 y para 5 fue de 0.59. Estos valores muestran que no existe una gran diferencia entre realizar 4 y 5 determinaciones, por lo tanto se procedió a utilizar 4 botellas en cada nivel de intensidad luminosa.

Número de determinaciones	$L = \frac{100 A}{z}$	diferencia en porcentaje
2	4.19	
3	1.16	3.03
4	0.74	0.42
5	0.59	0.15
6	0.49	0.10

$$A = t / n$$

donde :

t= es el valor tomado para el 95% de confianza en la tabla t, con n-1 grados de libertad

El valor de A es utilizado para calcular el intervalo de confianza a partir de la siguiente ecuación:

$$L = 100 A / z \text{ por ciento}$$

donde:

z = es el nivel de porcentaje desconocido que se va a determinar, por medio de una determinación del 2% en el objeto a trabajar (oxígeno). El número de análisis de réplicas es estimada a partir de la magnitud del cambio en L con el número de determinaciones.

5. RESULTADOS

5.1 Características fisicoquímicas.

Temperatura

La temperatura de superficie *in situ* (Fig. 4), presenta valores mínimos en los meses de marzo (19.8 °C) y mayo (20.6 °C), mientras que las máximas temperaturas registradas fueron en los meses de julio (30.2 y 31.0 °C) y agosto (31.°C).

Estación 1

La Estación ubicada frente a la Isla Venados varía de 21.2 a 30.2 °C (Fig. 4). Las altas temperaturas (30.2 y 31.0 °C) se presentan en los meses de septiembre de 1993, julio y agosto de 1994, correspondiendo a los meses más calurosos del año. La temperatura desciende a partir del mes de octubre (26.5 °C) de 1993 hasta inicios del mes de mayo (24.3 °C) de 1994 (21.2 °C). Hacia finales del mes de mayo se observa un ligero ascenso de temperatura, el cual se continua hasta principios del mes de agosto de 1994 con temperaturas de hasta 31.0 °C.

Estación 2

El rango de temperatura para la Estación 2 (Fig 4), oscila entre 19.8 y 31.0 °C. En el mes de septiembre (1993) se presentan temperaturas altas de 29.7 °C mientras que en el período comprendido entre los meses de noviembre (27.0 °C) de 1993 hasta principios del mes de mayo (20.6 °C) de 1994, se presenta un descenso en la temperatura. A finales del mes de mayo de 1994 y en los meses de junio y principios de julio de 1994 la temperatura asciende de 24.4 a 31.0 °C. Por otro lado, a finales del mes de julio la temperatura desciende ligeramente hasta 29.2 °C, continuando para el 1° de agosto de 1994 con un aumento en la temperatura de 30.5 y 31.0 °C registrada para finales del mes de agosto de 1994.

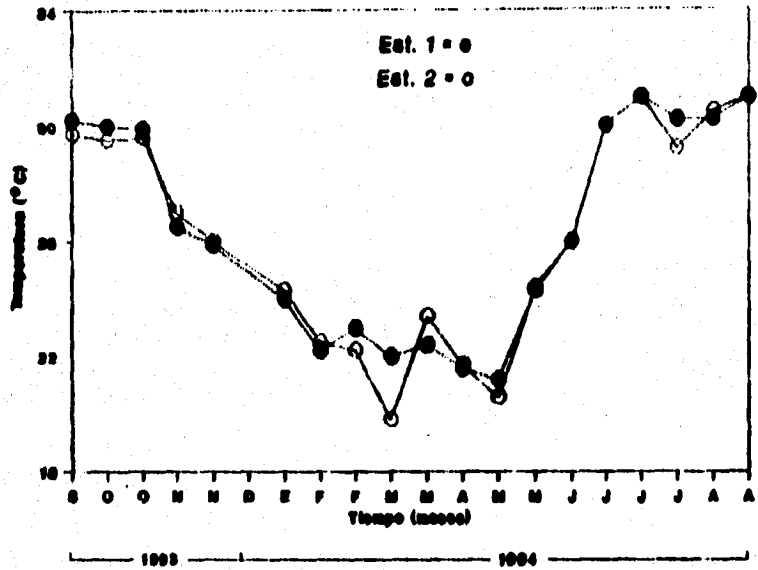


Fig. 4. Registros de temperatura de agua superficial durante septiembre de 1993 a agosto de 1994.

Salinidad

La salinidad para las estaciones muestreadas en la Bahía de Mazatlán es relativamente constante, el rango varía de 33 a 35 ‰ registrando el valor mínimo (33 ‰) el 5 de noviembre de 1993. Los valores más altos (35 ‰) se obtuvieron en los meses de febrero, marzo y mayo de 1994.

Estación 1 y 2

La salinidad de las dos estaciones fluctúa de 33 a 35 ‰ (Fig. 5), presentando pocas fluctuaciones a través del ciclo anual con pequeñas diferencias entre estaciones. Durante el mes de octubre de 1993 la salinidad en la Estación 1 fue de 35 ‰ mientras que en la Estación 2 fue de 34 ‰ al igual que la misma diferencia presentada para el mes de enero de 1994 con valores de 34 (Estación 1) y 35 ‰ (Estación 2).

5.2 Productividad primaria

Productividad bruta (PB), neta (PN), respiración (R) y número de asimilación (variación mensual)

10 de septiembre de 1993

En la Estación 1 (Fig. 11), se observan valores bajos de PB ($1.17 \pm 0.10 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y de PN ($-0.27 \pm 0.09 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) al 100% de intensidad luminosa (I), pero conforme desciende la intensidad luminosa la PB ($2.34 \pm 0.11 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y la PN ($0.90 \pm 0.11 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) aumentan al 32% de I registrando un máximo. Al 16% de I se observa un descenso en la PB ($1.77 \pm 0.07 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y PN ($0.34 \pm 0.06 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) al 5% de I donde se registra un nuevo aumento de PN. El máximo valor de PB se registra al 32% de I ($2.34 \pm 0.11 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$), el cual se debe principalmente a la aportación de la respiración más que a la contribución de la productividad neta.

Para la Estación 2 (Fig. 12) se observa al 100% de iluminación un valor alto de PB ($0.55 \pm 0.06 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y PN ($0.08 \pm 0.05 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$). Con la disminución de la I disminuye la productividad bruta y neta, sin embargo al 59% de I, la PB ($0.41 \pm 0.06 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y la PN ($-0.06 \pm 0.07 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) presentan un máximo, aunque menor que el máximo al 100% de I. La productividad neta mínima se presenta al 16% de I.

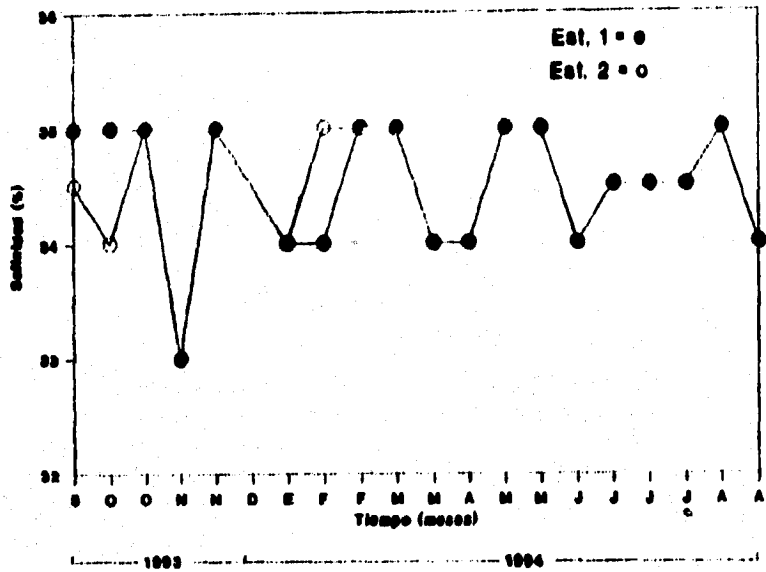


Fig. 5. Registros de salinidad de agua superficial durante septiembre de 1993 a agosto de 1994.

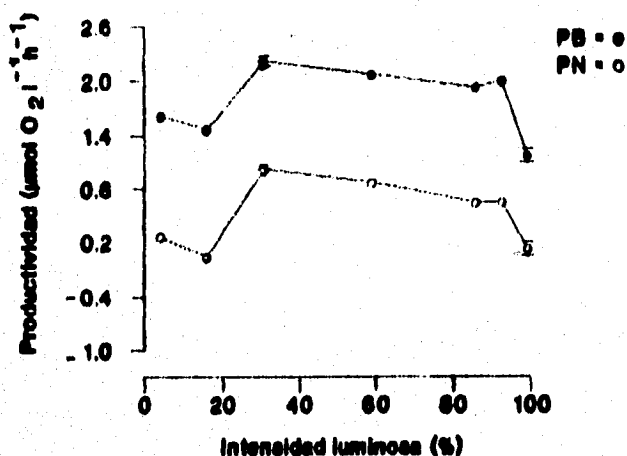


Fig. 11. Estimación de la productividad bruta y neta, a lo largo de un gradiente de intensidades luminosas en la Estación 1 correspondiente al 10 de septiembre de 1993. Las barras indican el error estándar al 68% de confianza.

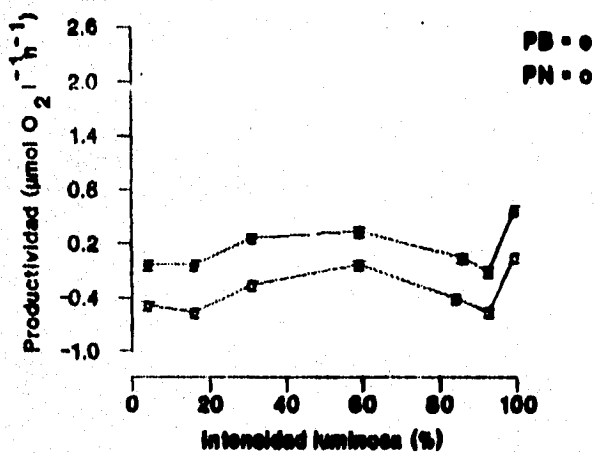


Fig. 12. Estimación de la productividad bruta y neta a lo largo de un gradiente de intensidades luminosas en la Estación 2 correspondiente al 10 de septiembre de 1993. Las barras indican el error estándar al 68% de confianza.

($-0.57 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$), mientras que la PB fue de $-0.10 \pm 0.08 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$. La respiración contribuye en mayor medida a la productividad bruta.

En general la Estación 1 presenta valores mayores de PB en relación a la Estación 2.

2 de octubre de 1993

La Estación 1 (Fig. 13A), presenta la PB ($0.43 \pm 0.06 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y la PN ($0.04 \pm 0.02 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) más alta a la I del 100%. Conforme desciende la I, la PN (de 0.17, a $-0.74 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y la PB (de 0.17 a $-0.35 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$), también lo hacen. A partir del 92% de I los valores de productividad neta son negativos ($-0.22 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$), mientras la PB sólo es negativa a partir del 32% (-0.15 a $-0.35 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) presentando los valores mínimos de PB ($-0.35 \pm 0.06 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y PN ($-0.74 \pm 0.02 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) al 5% de I.

En la Estación 2 (Fig 13B), el valor máximo de PB ($8.81 \pm 0.24 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y PN ($-0.07 \pm 0.25 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) se presenta al 100% de I. Al ir descendiendo la intensidad luminosa los valores de PB y PN van descendiendo hasta alcanzar un valor de $-0.06 \pm 0.09 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$ de PB y $-8.95 \pm 0.11 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$ de PN y vuelve a ascender la PB ($0.39 \pm 0.04 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) como la PN ($-8.50 \pm 0.07 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) al 32% de I hasta finalmente ser mínima (al 5 % de I) la PB ($-0.73 \pm 0.06 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y la PN ($-9.62 \pm \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$).

En las dos estaciones se observa que a altas intensidades luminosas se presentan altas PB y PN y a bajas intensidades luminosas se tienen bajas PB y PN. Por el otro lado la Estación 2 presenta una mayor PB al 100% de I que la presentada por la Estación 1.

16 de octubre de 1993

Para la Estación 1 (Fig 14A), se observa una mayor PB ($0.29 \pm 0.08 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y PN ($-0.13 \pm 0.12 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) a la I del 100% y conforme desciende ésta la PB y PN lo hacen de igual manera, aunque los valores de PN son negativos a todas las intensidades luminosas. Se presenta un valor mínimo de PB ($-0.09 \pm 0.07 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y PN ($-0.51 \pm 0.11 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) al 59% de I, mientras otro mínimo de PB ($0.00 \pm 0.02 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y PN ($-0.42 \pm 0.09 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) se presentó al 5% de I. El valor de la productividad bruta esta definida principalmente por la respiración más que por la productividad neta.

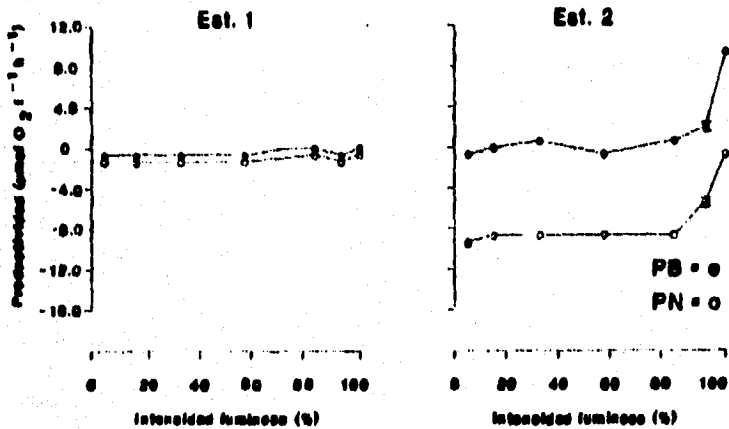


Fig. 13. Estimación de la productividad bruta y neta a lo largo de un gradiente de intensidades lumínicas correspondiente al 7 de octubre de 1968. Las barras indican el error estándar al 95% de confianza.

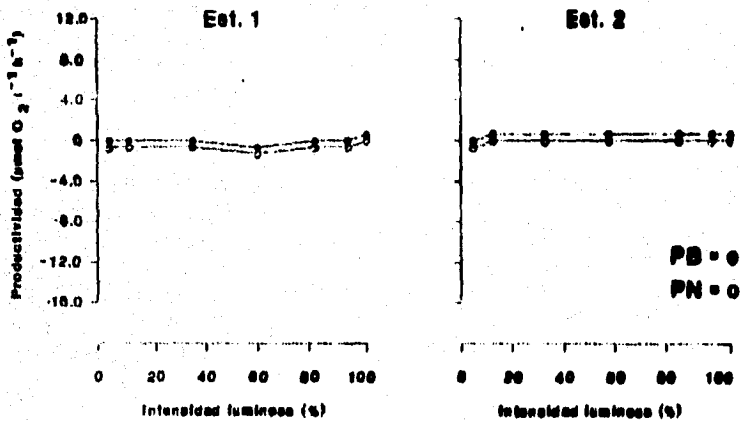


Fig. 14. Estimación de la productividad bruta y neta a lo largo de un gradiente de intensidades lumínicas correspondiente al 19 de octubre de 1964. Las barras indican el error estándar al 95% de confianza.

En la Estación 2 (Fig. 14B), se presentan valores bajos de PB ($1.34 \pm 0.06 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y PN ($0.11 \pm 0.06 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) al 100% de I, pero conforme desciende ésta el valor de la PB ($1.75 \pm 0.02 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y la PN ($0.53 \pm 0.03 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) se incrementan registrando un punto máximo al 86% de I, mientras el valor más bajo de PB ($0.96 \pm 0.01 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y PN ($-0.26 \pm 0.02 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) se presenta a la I de 5% (Tabla 6). A partir del 16% de I la PN es negativa, la respiración contribuye en gran medida a la productividad bruta más que la productividad neta.

Las 2 estaciones presentan el mismo comportamiento tanto para la PB como para la PN con excepción de los 2 primeros valores en la Estación 2, la cual además presenta una concentración mayor de clorofila *a* en relación a la Estación 1.

5 de Noviembre de 1993

La Estación 1 (Fig. 15A), al 100% de I presenta un valor de PB ($0.1 \pm 0.06 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y PN ($0.19 \pm 0.09 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$), al 92% de I tiene un máximo de PB ($0.25 \pm 0.05 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y PN ($0.32 \pm 0.07 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$), pero conforme disminuye la I desciende el valor de PB hasta un valor de $-0.05 \pm 0.01 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$ y la PN ($0.01 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$). Al analizar los valores de respiración ($-0.06 \pm 0.05 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$ en relación a la concentración de oxígeno, Anexo 4), se observa que no existe diferencia alguna entre los valores promedio de la botella inicial con respecto a la botella oscura, respiración que no fue posible detectar con el método empleado lo cual indica la carencia de este último durante esta fecha.

En la Estación 2 (Fig. 15B), al 100% se observan valores negativos de PB ($-0.35 \pm 0.06 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y PN ($-0.62 \pm 0.04 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$), al igual que al 92 % de I (PN, $-0.01 \pm 0.06 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$ y PB, $0.47 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$), el valor máximo de PB ($0.49 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y PN ($0.21 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) corresponde al 86% de I, descendiendo conforme desciende la I (Tabla 6). Al 32% de I la PB ($0.05 \pm 0.04 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y la PN ($-0.21 \pm 0.04 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) se incrementan conforme desciende la I, pero al 5% de I vuelve a elevarse el valor de PB ($0.08 \pm 0.06 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y PN ($-0.19 \pm 0.04 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$).

Las dos estaciones de muestreo presentan el mismo comportamiento tanto para la PB como para la PN e incluso el intervalo de productividad entre ellas es muy similar (Figs. 15A y 15B), no ocurriendo lo mismo para la concentración de clorofila *a* que fue mayor en la Estación 2.

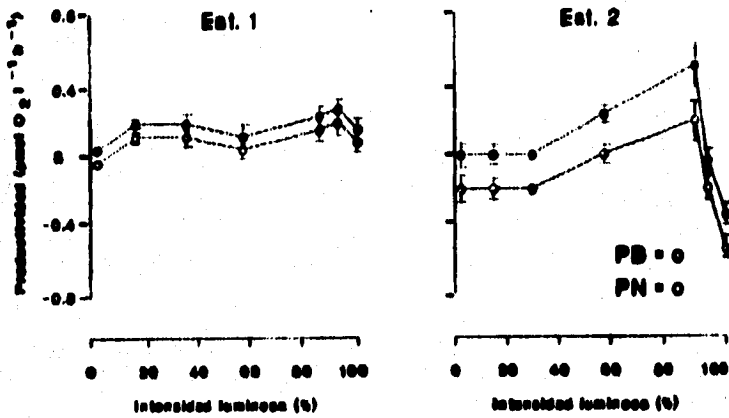


Fig. 15. Estimación de la productividad bruta y neta a lo largo de un gradiente de intensidades luminosas correspondiente al 6 de noviembre de 1966. Las barras indican el error estándar al 95% de confianza.

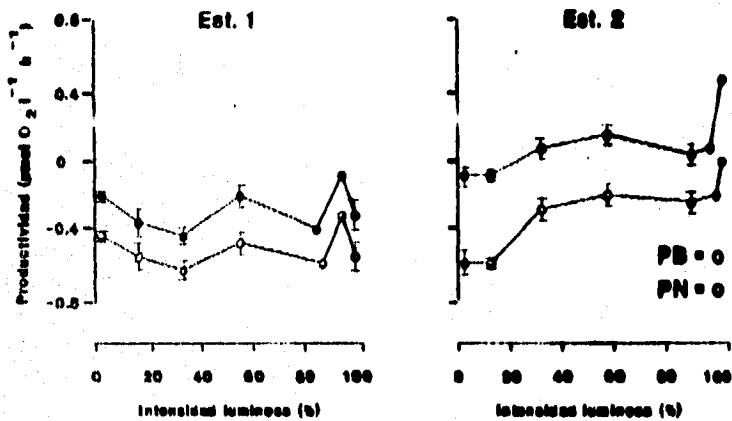


Fig. 16. Estimación de la productividad bruta y neta a lo largo de un gradiente de intensidades luminosas correspondiente al 10 de noviembre de 1966. Las barras indican el error estándar al 95% de confianza.

19 de noviembre de 1993

La Estación 1 (Fig. 16A), presenta un valor bajo de PB $-0.34 \pm 0.07 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$ y PN de $-0.57 \pm 0.07 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$ al 100% de I, pero al 92% de I se registra un valor máximo de PB ($-0.11 \pm 0.03 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y PN ($-0.34 \pm 0.03 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$), continuando con un descenso al 32% de I de PB ($-0.44 \pm 0.05 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y PN ($-0.67 \pm 0.05 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$), pero aumenta al 16 y 5 % de I (Tabla 5). Aunque en este caso todos los valores de PB y PN son negativos (Tabla 5).

La Estación 2 (Fig. 16B), presenta valores altos de PB ($0.47 \pm 0.04 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y PN ($-0.01 \pm 0.07 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$), pero van descendiendo hasta presentar un pequeño aumento al 59% de I para la PB ($-0.23 \pm 0.03 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y para la PN ($-0.26 \pm 0.07 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$). Se continúa con un descenso hasta la intensidad luminosa del 16% alcanzando un valor de PB ($-0.10 \pm 0.04 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y PN ($-0.58 \pm 0.07 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$).

El comportamiento para la PB y la PN, es similar al momento en que varía una la otra también cambia, siendo el intervalo de productividad entre las dos estaciones similar al igual que la concentración de clorofila *a*.

20 de Enero de 1994

La Estación 1 (Fig. 17), presenta un comportamiento fluctuante. A alta I (100%), se observa un valor bajo de PB ($0.18 \pm 0.03 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y PN ($-1.23 \pm 0.03 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$), registrando la máxima PB ($0.94 \pm 0.02 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y PN ($-0.47 \pm 0.02 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) al 92% de I. Se observan otros máximos de PB ($0.61 \pm 0.02 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y PN ($-0.80 \pm 0.02 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) al 59% de I y desciende la PB ($0.06 \pm 0.03 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y la PN ($-1.35 \pm 0.03 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) hasta el 32% de I, mientras el valor de respiración es de $1.41 \pm 0.02 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$. En este mes la PB y PN se incrementa en relación al muestreo anterior y este aumento se puede deber tal vez a la tasa de respiración más que a la productividad neta.

En la Estación 2 (Fig. 16), la máxima PB ($-0.05 \pm 0.03 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y PN ($-0.43 \pm 0.02 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) se presentan al 100% de I, éstas descienden en relación a la intensidad luminosa, aunque todos los valores son negativos tanto para la PB como para la PN. El valor mínimo de PB ($-0.71 \pm 0.02 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y PN ($-1.09 \pm 0.02 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) se presenta al 16% de I. En este caso la respiración, es de $0.38 \pm 0.03 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$, el cual contribuye más a la PB.

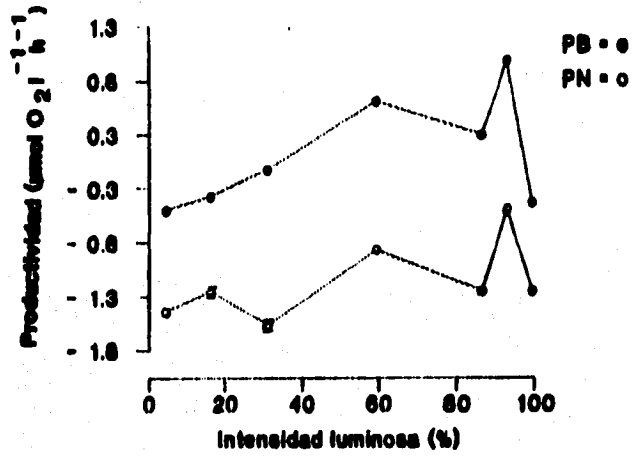


Fig. 17. Estimación de la productividad bruta y neta a lo largo de un gradiente de intensidades luminosas en la Estación 1 correspondiente al 20 de enero de 1994. Las barras indican el error estándar al 68% de confianza.

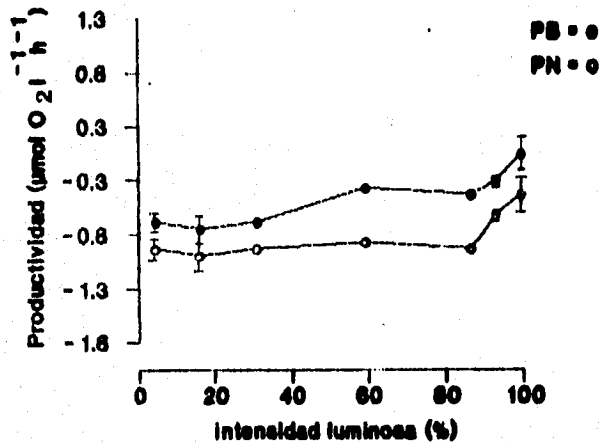


Fig. 18. Estimación de la productividad bruta y neta a lo largo de un gradiente de intensidades luminosas en la Estación 2 correspondiente al 20 de enero de 1994. Las barras indican el error estándar al 68% de confianza.

La PB y PN presentada por la Estación 1 es mayor en relación a la registrada por la Estación 2, aunque los valores de concentración de clorofila a fueron similares.

1 de Febrero de 1994

La Estación 1 (Fig. 19A), presenta un valor bajo de PB ($0.18 \pm 0.19 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y PN ($-1.27 \pm 0.20 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) al 100% de I, pero luego se obtiene un máximo (al 92% de I) de PB ($0.47 \pm 0.04 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y de PN ($-0.07 \pm 0.09 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$), descendiendo la PB ($0.04 \pm 0.02 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y la PN ($-1.13 \pm 0.08 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) al 32% de I. El valor mínimo de PB y PN correspondió al 100% de I. El valor de la respiración ($1.17 \pm \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) contribuye más a la PB en relación a la PN.

En la Estación 2 (Fig. 19B), al 100% de I se presentan valores bajos de PB ($0.25 \pm 0.04 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y PN ($-0.16 \pm 0.09 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$), pero al descender la I se registró una mayor productividad al 59% de I para PB ($0.72 \pm 0.06 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y de PN ($0.32 \pm 0.09 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$), cuyos valores de productividad descienden al ir disminuyendo la I (Tabla 6). El mínimo obtenido de PB fue de $0.00 \pm 0.05 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$ y de PN fue de $-0.42 \pm 0.09 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$ al 5% de I. En este mes se observa una mayor productividad del fitoplancton, debido a que los valores determinados muestran un aumento de la productividad bruta comparada con los muestreos anteriores. El valor de respiración $0.41 \pm 0.09 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$ aporta una cantidad mayor a la productividad bruta.

Para las dos estaciones se observa una fotoinhibición al 100% de I para la PB y PN y conforme desciende la intensidad de la luz aumenta la productividad. La concentración de clorofila a es similar en las dos estaciones.

11 de febrero de 1994

En la Estación 1 (Fig. 20A), al 100% de I la PB ($0.88 \pm 0.02 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y la PN ($0.57 \pm 0.04 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$), es baja, pero conforme disminuye la I la productividad aumenta presentando un máximo al 86% de I (la PB fue de $6.26 \pm 0.25 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$ y para la PN fue $5.97 \pm 0.26 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$). Conforme desciende la I disminuye la PB ($-0.17 \pm 0.02 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y PN ($-0.48 \pm 0.05 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) teniendo un mínimo al 5% de I. La respiración presentó un valor de $0.31 \pm 0.04 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$.

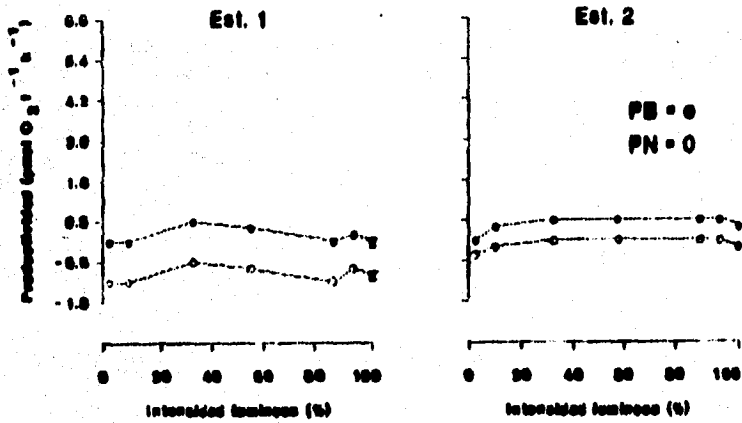


Fig. 19. Estimación de la productividad bruta y neta a lo largo de un gradiente de intensidades luminosas, correspondiente al 1 de febrero de 1964. Las barras indican el error estándar al 95% de confianza.

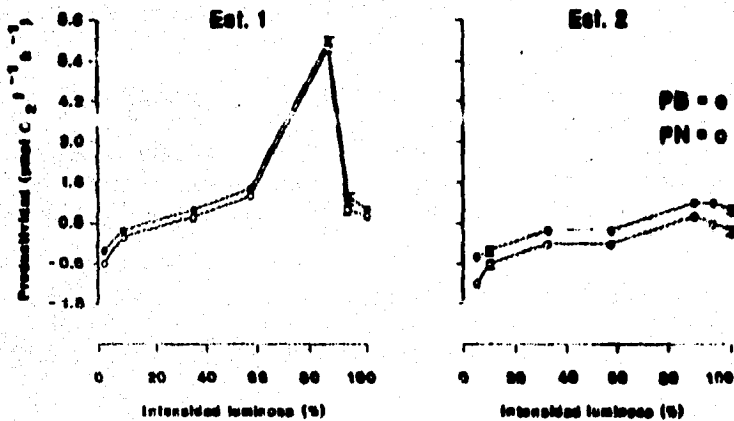


Fig. 20. Estimación de la productividad bruta y neta a lo largo de un gradiente de intensidades luminosas correspondiente al 11 de febrero de 1964. Las barras indican el error estándar al 95% de confianza.

En la Estación 2 (Fig. 20B), inicia con valores bajos de PB ($0.64 \pm 0.16 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y PN ($0.37 \pm 0.18 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$), pero presenta un valor máximo al 86% de I (PB de $1.34 \pm 0.02 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$ y la PN de $0.68 \pm 0.03 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$), los cuales descienden hasta llegar a un valor mínimo al 5% de I (PB $-0.54 \pm 0.09 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$ y PN de $-1.01 \pm 0.09 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$).

Para las estaciones muestreadas existe una mayor concentración de clorofila *a*, PB y PN en la Estación 1 que en la Estación 2.

6 de Marzo de 1994

La Estación 1 (Fig. 21A) presenta un valor alto de PB ($2.24 \pm 0.11 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y PN ($-10.90 \pm 0.29 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) al 100% de I, continuando con un descenso de PB ($1.81 \pm 0.11 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y PN ($-11.32 \pm 0.29 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) al 92% de I, los valores siguientes tendieron a aumentar hasta alcanzar un máximo de PB ($3.36 \pm 0.21 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y PN ($-9.96 \pm 0.29 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) al 59% de I. Se observa un descenso hasta llegar a un valor mínimo y negativo de PB ($-0.29 \pm 0.11 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y PN ($-13.42 \pm 0.29 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) al 5% de I. En este mes la tasa de respiración ($13.13 \pm 0.31 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) es muy alta en relación a la encontrada durante todo el ciclo anual, aportando considerablemente su valor a la productividad bruta.

En la Estación 2 (Fig. 21B), se registran valores bajos de PB ($1.03 \pm 0.02 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y PN ($-0.23 \pm 0.07 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) al 100% de I. Al descender la I al 59% de I se registró el máximo de PB ($2.39 \pm 0.21 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y PN ($1.13 \pm 0.22 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$), el cual continúa descendiendo en relación a la I hasta alcanzar un valor mínimo de PB ($-0.11 \pm 0.06 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y PN ($-1.38 \pm 0.09 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) al 5% de I (Tabla 6).

Para las dos estaciones existe una clara fotoinhibición al 100% de I y conforme desciende ésta el valor de PB y PN aumenta, aunque la diferencia entre éstos dos valores (PB y PN), es amplia debido a la tasa de respiración: 20 de marzo de 1994

La Estación 1 (Fig. 22A), presenta la máxima PB ($2.34 \pm 0.03 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y PN ($-0.31 \pm 0.07 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) al 100% de I, desciende al 92% de I hasta presentar un nuevo aumento en la PB ($2.19 \pm 0.09 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y la PN ($0.16 \pm 0.11 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) al 86% de I y de ahí continuar descendiendo con la I hasta alcanzar el valor mínimo para la PB ($-0.28 \pm 0.06 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y PN ($-2.31 \pm 0.08 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) al 5% de I. Aún se sigue observando un aporte principal de la respiración al valor de la productividad bruta más que la productividad del fitoplancton.

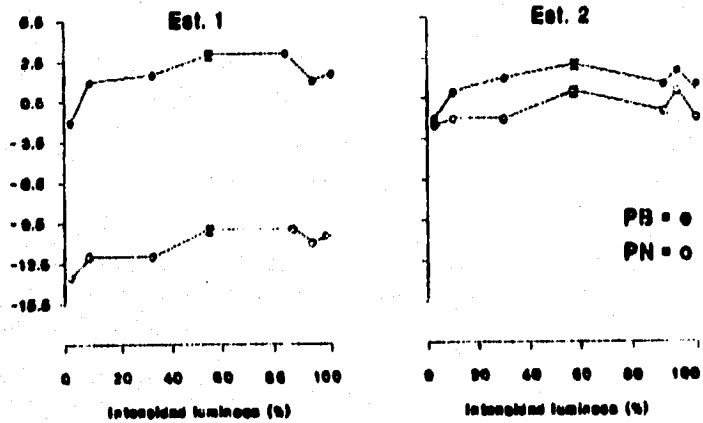


Fig. 21. Estimación de la productividad bruta y neta a lo largo de un gradiente de intensidades lumínicas correspondiente al 6 de marzo de 1964. Las barras indican el error estándar al 95% de confianza.

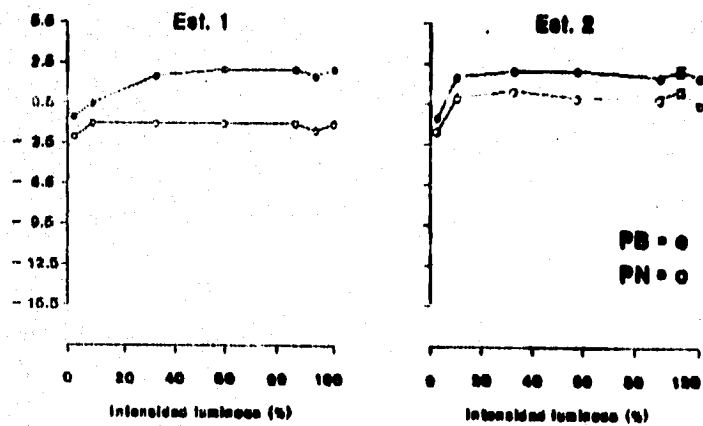


Fig. 22. Estimación de la productividad bruta y neta a lo largo de un gradiente de intensidades lumínicas correspondiente al 20 de marzo de 1964. Las barras indican el error estándar al 95% de confianza.

En la Estación 2 (Fig. 22B), se presenta un valor bajo al 100% de I de PB ($1.53 \pm 0.06 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y PN ($0.82 \pm 0.02 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$), la máxima PB ($2.41 \pm 0.26 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y PN ($1.70 \pm 0.25 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) se registra al 92% de I y un nuevo ascenso de PB ($2.37 \pm 0.07 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y PN ($1.66 \pm 0.07 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) se presenta al 59% de I. Aunque este menor que el primer máximo (Tabla 6). La PB ($-0.82 \pm 0.10 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y PN ($-1.53 \pm 0.06 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) alcanza un valor mínimo al 5% de I. La productividad bruta de este muestreo es parecida al muestreo anterior.

El intervalo de PB y PN para las dos estaciones es similar, al igual que los valores de PB y PN. Aunque la concentración de clorofila *a* para la Estación 1 es superior al de la Estación 2.

15 de Abril de 1994

En la Estación 1 (Fig. 23) al 100% de I se presentan valores altos de PB ($16.72 \pm 0.32 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y PN ($15.69 \pm 0.32 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$), pero al 86% de I se obtienen los valores máximos de PB ($16.96 \pm 0.13 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y PN ($15.93 \pm 0.13 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$). El valor mínimo de PB ($12.38 \pm 0.05 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y PN ($11.35 \pm 0.04 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) se registra al 5% de I.

La Estación 2 (Fig. 24), presenta valores altos de PB ($5.62 \pm 0.13 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y PN ($1.82 \pm 0.08 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) al 100% de I, al 92% de I disminuye ligeramente la PB ($3.89 \pm 0.31 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y PN ($0.10 \pm 0.29 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$). Posteriormente se registro un aumento en la PB ($4.70 \pm 0.13 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y PN ($0.91 \pm 0.06 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) al 86% de I. La PB ($2.44 \pm 0.15 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y PN ($-1.36 \pm 0.11 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) registró un mínimo al 16% de I, pero después existió un ligero incremento en la PB ($2.64 \pm 0.21 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y PN ($-1.16 \pm 0.19 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) al 5% de I. La respiración presente un valor de $3.80 \pm 0.14 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$.

Existe una clara diferencia entre la PB y PN de las dos estaciones, con los valores más altos de PB y PN para la Estación 1.

3 de Mayo de 1994

En la Estación 1 (Fig. 25A) al 100% de I se observan valores bajos de PB ($9.92 \pm 0.14 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y PN ($8.94 \pm 0.09 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$), pero conforme desciende la I aumenta la productividad observando un máximo de PB ($12.05 \pm 0.13 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y

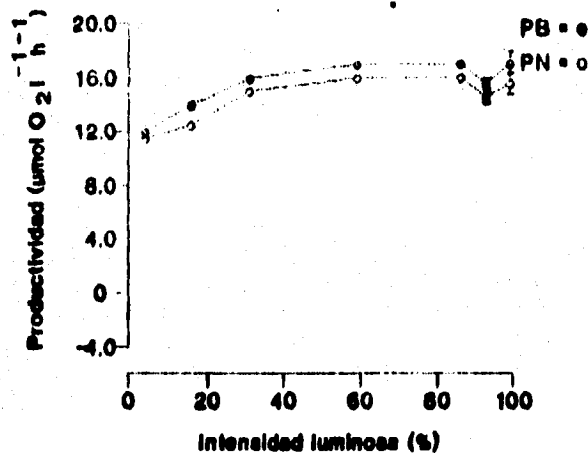


Fig. 19. Estimación de la productividad bruta y neta a lo largo de un gradiente de intensidades luminosas en la Estación 1 correspondiente al 15 de abril de 1994. Las barras indican el error estándar al 68% de confianza.

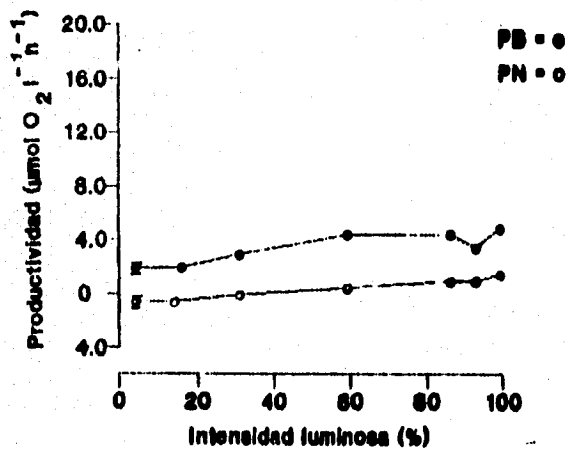


Fig. 20. Estimación de la productividad bruta y neta a lo largo de un gradiente de intensidades luminosas en la Estación 2, correspondiente al 15 de abril de 1994. Las barras indican el error estándar al 68% de confianza.

PN ($11.07 \pm 0.09 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) al 59% de I. Se continua con un mínimo de PB ($0.12 \pm 0.14 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y PN ($0.85 \pm 0.10 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) al 5% de I. En este caso la productividad neta es quien aporta las mayores tasas a la PB, pero con valores más bajos que en el muestreo anterior. La respiración registró un valor de $0.97 \pm 0.11 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$.

Por otro lado la Estación 2 (Fig. 25B), inicia con valores bajos de PB ($9.19 \pm 0.15 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y PN ($7.82 \pm 0.15 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) al 100% de I. Posteriormente se incrementan conforme desciende la I, obteniéndose un máximo de PB ($11.75 \pm 0.04 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y PN ($10.38 \pm 0.04 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) al 86% de I. La PB y PN disminuye conforme desciende la I presentando un valor mínimo de PB ($2.44 \pm 0.15 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y PN ($-1.36 \pm 0.11 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) al 5% de I. La respiración presenta un valor de $1.37 \pm 0.05 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$.

En ambas estaciones la PB y PN presentan una fotoinhibición al 100% de I y conforme desciende la I la PB y PN también lo hacen. Los valores de la PB y PN para la Estación 2 siempre son positivos en contraste con los presentados por la Estación 1, al 5% en que fueron negativos.

24 de mayo de 1994

La Estación 1 (Fig 26A), presenta valores bajos de PB ($1.20 \pm 0.04 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y PN ($0.13 \pm 0.03 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) al 100% de I. Entre el 92% y el 32% de I, la PB y PN se mantienen constantes hasta alcanzar un valor mínimo de PB ($0.39 \pm 0.04 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y PN ($-0.69 \pm 0.03 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) al 5% de I. La productividad neta supera el valor de la respiración ($1.07 \pm 0.05 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y es quien aporta más a la PB.

En la Estación 2 (Fig. 26B), se tienen valores bajos de PB ($1.46 \pm 0.04 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y PN ($0.96 \pm 0.05 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) al 100% de I, pero al 92% y el 32% de I la PB ($1.17 \pm 0.05 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y PN ($0.67 \pm 0.05 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) descendió. Al 59% de I se presenta un valor máximo de PB ($1.63 \pm 0.04 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y PN ($1.13 \pm 0.05 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$), continuando con un descenso gradual hasta alcanzar un valor mínimo de PB ($-0.06 \pm 0.03 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y PN ($-0.57 \pm 0.04 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) al 5% de I. Los valores de productividad bruta se deben principalmente a la contribución hecha por la productividad neta.

La Estación 1 presenta fotoinhibición al 100 y 92 % de I mientras que la Estación 2 no presentan este hecho. Los valores siguientes son similares, la baja intensidad de

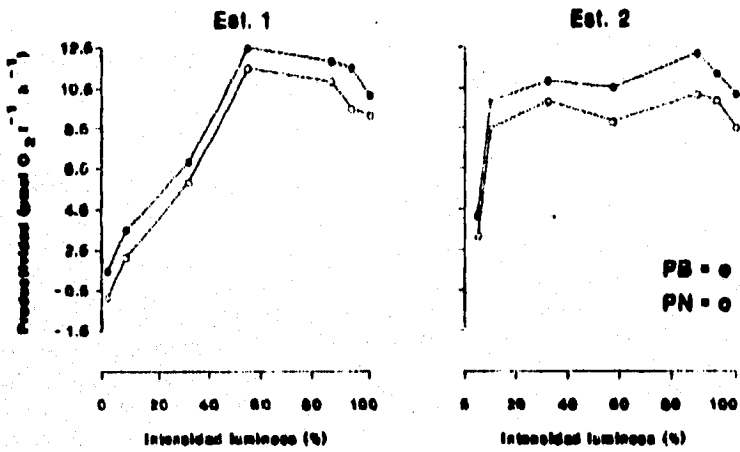


Fig. 19. Estimación de la productividad bruta y neta a lo largo de un gradiente de intensidades lumínicas correspondiente al 8 de mayo de 1984. Las barras indican el error estándar al 95% de confianza.

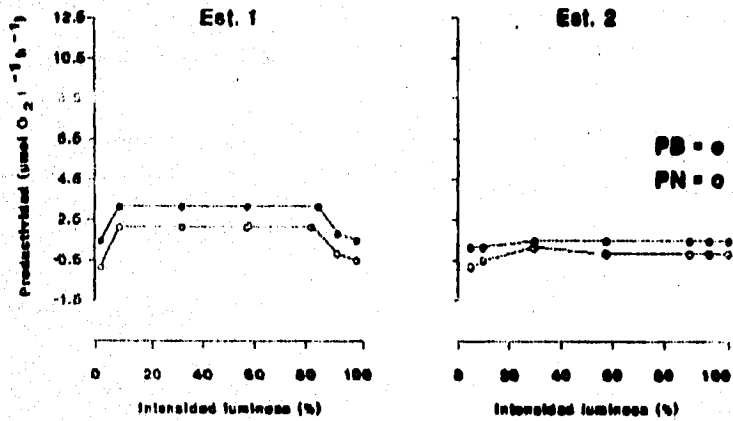


Fig. 20. Estimación de la productividad bruta y neta, a lo largo de un gradiente de intensidades lumínicas correspondiente al 24 de mayo de 1984. Las barras indican el error estándar al 95% de confianza.

la luz provoca baja PB y PN, aunque la diferencia entre la respiración es lo que permite que la PB de la Estación 1 sea mayor en relación a la presentada por la Estación 2.

7 de Junio de 1944

La Estación 1 (Fig. 27A) presenta valores bajos de PB ($-4.45 \pm 0.06 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y PN ($-9.08 \pm 0.11 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) a altas intensidades luminosas (Tabla 5), pero al descender la I al 86% presenta valores máximos de PB ($-4.36 \pm 0.05 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y PN ($-8.99 \pm 0.10 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$). Conforme desciende la I al 16% se registra el mínimo de PB ($-5.96 \pm 0.06 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y PN ($-9.89 \pm 0.11 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$). Los valores de PB y PN siempre fueron negativos a diferencia del valor de respiración ($4.63 \pm 0.11 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$).

La Estación 2 (Fig. 27B), presenta valores bajos de PB ($0.42 \pm 0.01 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y PN ($-10.24 \pm 0.10 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) a altas intensidades luminosas y fluctúa alrededor de los 0.51 y $0.45 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$ de PB y para la PN oscila entre los -10.24 y $-10.15 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$ al 97% y 82%. Después se registra un máximo de PB ($0.53 \pm 0.03 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y PN ($-10.13 \pm 0.10 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) al 59% de I con el mínimo de PB ($-0.13 \pm 0.03 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y PN ($-10.78 \pm 0.10 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) al 5% de I. En este muestreo se observa una dominancia mayor de la tasa de respiración ($10.66 \pm 0.10 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) sobre la productividad neta al igual que la Estación 1. El valor de la PN siempre fue negativa a diferencia de la PB que sólo fue negativa al 5% de I.

Existe una diferencia marcada entre las PB y PN en las dos estaciones ya que la Estación 2 tiene una PB positiva y PN negativa y para la Estación 1 tanto la PB como la PN son negativas. El valor de PB para las dos estaciones son definidas principalmente por la respiración que por la PN.

23 de junio de 1994

La Estación 1 (Fig. 28A) registra valores bajos de PB ($-0.49 \pm 0.05 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y PN ($-0.13 \pm 0.05 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) al 100% , pero al 86% de I se obtiene un valor máximo de PB (0.65 ± 0.06) y PN ($0.03 \pm 0.06 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$). A partir de esta intensidad luminosa empiezan a descender la PB y PN al ir descendiendo la I, hasta registrar el valor mínimo de PB ($-0.10 \pm 0.05 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y PN (-0.72 ± 0.05) al 5% de I. El valor de la PN son negativos al 100, 59, 32, 16 y 5% de I mientras que la PB sólo fue negativa al 5% de I. La productividad bruta presenta un ligero ascenso en este muestreo, aún cuando el valor aportado por la respiración fue mayor.

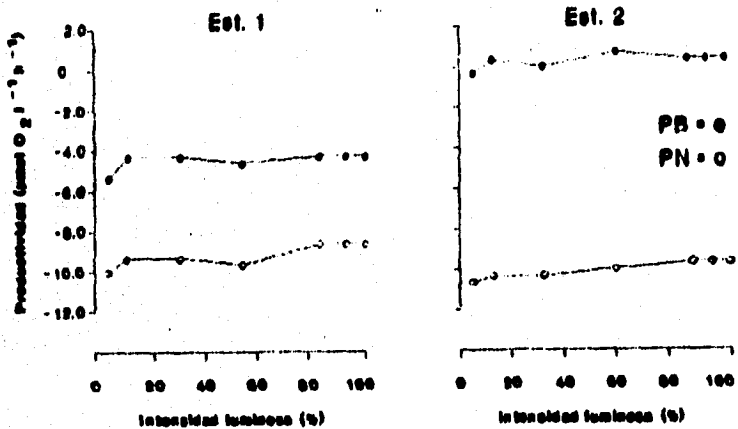


Fig. 27. Estimación de la productividad bruta y neta a lo largo de un gradiente de intensidades luminosas correspondiente al 7 de junio de 1984. Las barras indican el error estándar al 68% de confianza.

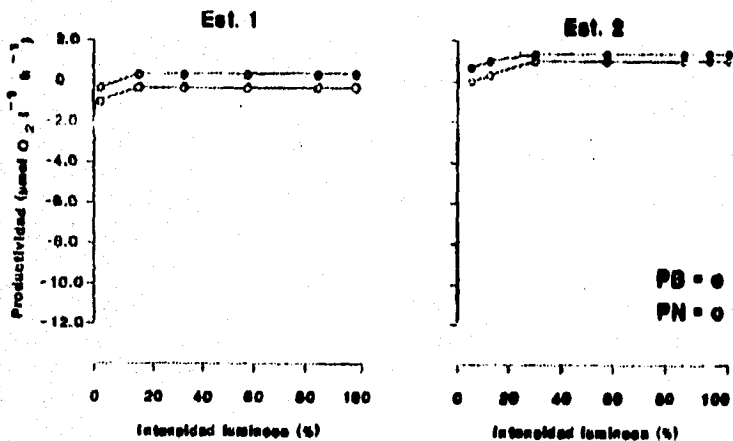


Fig. 28. Estimación de la productividad bruta y neta a lo largo de un gradiente de intensidades luminosas correspondiente al 29 de junio de 1984. Las barras indican el error estándar al 68% de confianza.

En la Estación 2 (Fig. 28B), a alta I (100%) se presenta un valor bajo de PB ($1.04 \pm 0.09 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y PN ($0.42 \pm 0.08 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) en relación al registrado al 92 % de I donde se observó el máximo para la PB ($1.21 \pm 0.06 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y la PN ($0.62 \pm 0.03 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$). Se observa que conforme decrece la I la PB y PN disminuyen hasta alcanzar el mínimo de PB ($-0.56 \pm 0.05 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y el de PN ($-1.18 \pm 0.02 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) al 5% de I. La respiración presenta un valor de $0.62 \pm 0.05 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$ superando de esta manera la contribución de la productividad neta a la PB.

La PB y PN de la Estación 2 es positiva con respecto a las presentadas por la Estación 1 posiblemente debido a que la concentración de clorofila *a* fue superior a la determinada para la Estación 1.

6 de Julio de 1994

La Estación 1 (Fig. 29A) registra valores bajos de PB ($0.93 \pm 0.04 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y PN ($0.80 \pm 0.04 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) a altas intensidades luminosas, pero conforme disminuye la I se observa un punto máximo de PB ($1.68 \pm 0.14 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y PN ($1.58 \pm 0.14 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) al 59% de I. Al disminuir la I disminuye la PB ($0.14 \pm 0.04 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y PN ($0.02 \pm 0.04 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$), presentando un mínimo al 5% de I.

La Estación 2 (Fig. 29B), registra valores bajos de PB ($1.22 \pm 0.03 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y de PN ($-0.28 \pm 0.05 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) al 100% de I. Al disminuir la intensidad luminosa al 86% de I se obtiene la máxima PB ($1.71 \pm 0.05 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y PN ($0.22 \pm 0.06 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$), disminuyendo la PB ($0.27 \pm 0.08 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y la PN ($-1.23 \pm 0.09 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) hasta obtener el valor mínimo al 5% de I. Todos los valores de PN fueron negativos indicando una mayor influencia de la respiración ($1.49 \pm 0.05 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) sobre la PB que de la PN.

En la Estación 1 se presentan la PB y PN positiva mientras que en la Estación 2 la PB es positiva y la PN es negativa. Por otro lado la concentración de clorofila *a* es mayor en la Estación 2 que en la presentada por la Estación 1.

19 de Julio de 1994

La productividad bruta es similar al muestreo anterior (Fig. 30A), pero con un ligero aumento en la tasa de respiración. Al 100% de I se obtuvo un máximo de PB ($0.93 \pm 0.04 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y PN ($0.80 \pm 0.04 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$). La PB y PN disminuyen a bajas

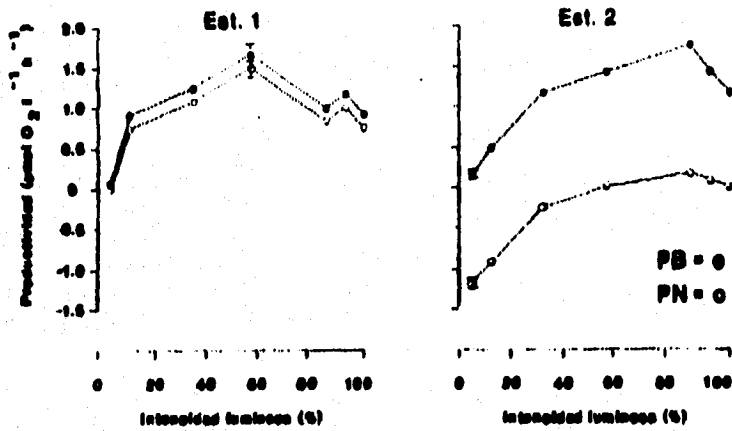


Fig. 28. Estimación de la productividad bruta y neta a lo largo de un gradiente de intensidades luminosas correspondiente al 9 de julio de 1984. Las barras indican el error estándar al 95% de confianza.

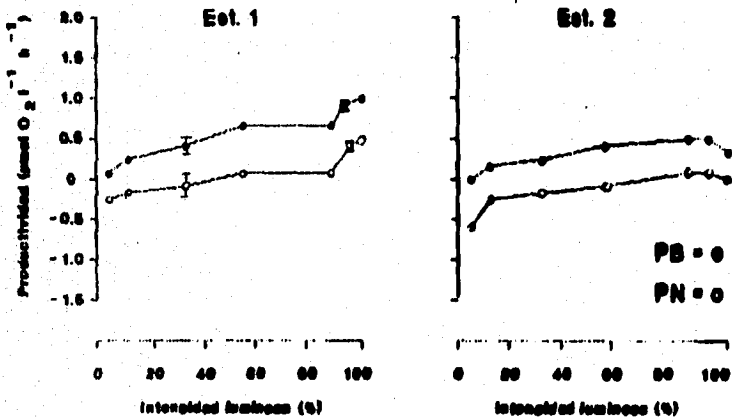


Fig. 29. Estimación de la productividad bruta y neta a lo largo de un gradiente de intensidades luminosas correspondiente al 10 de julio de 1984. Las barras indican el error estándar al 95% de confianza.

intensidades de la luz hasta alcanzar un mínimo de PB ($0.19 \pm 0.02 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y PN ($-0.38 \pm 0.06 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) al 5% de I. La productividad neta presenta valores menores a los de la respiración.

La Estación 2 (Fig. 30B), a altas intensidades luminosas (100%) presenta valores bajos de PB ($0.38 \pm 0.03 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y PN ($-0.19 \pm 0.03 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$), pero se observa un máximo de PB ($0.53 \pm 0.02 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y PN ($-0.03 \pm 0.03 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) al 86% de I. De aquí disminuye en relación a la cantidad de luz observándose un mínimo de PB ($-0.10 \pm 0.03 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y PN ($-0.66 \pm 0.03 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) al 5% de I. La respiración registrada fue de $0.56 \pm 0.03 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$.

Los valores de PN fueron negativos para la Estación 2 mientras que la Estación 1 sólo fueron negativos a partir del 86% de I. Los valores de PB fueron superiores en relación a la PB del muestreo anterior para ambas estaciones, la concentración de clorofila *a* fue mayor en la Estación 1 que en la Estación 2.

1 de Agosto de 1994

En la Estación 1 (Fig 31B), se presentan dos puntos máximos de PB (Tabla 5) y PN (Tabla 5), el primero es al 100% de I (PB, $0.84 \pm 0.07 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$ y PN, $0.65 \pm 0.06 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$). El segundo al 86% de I (PB, $0.77 \pm 0.07 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$ y PN, $0.59 \pm 0.06 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$), siendo el primero mayor que el segundo. Los siguientes valores continúan disminuyendo conforme disminuye la I. El valor mínimo de PB ($0.00 \pm 0.04 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y PN ($-0.19 \pm 0.01 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) se presenta al 5% de I. El valor de la respiración fue de $0.19 \pm 0.04 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$.

La Estación 2 (Fig 31B), presenta valores de PB ($0.41 \pm 0.05 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y PN ($0.13 \pm 0.03 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) al 100% de I. Se tiene un máximo de PB de $0.57 \pm 0.06 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$ y PN de $0.29 \pm 0.05 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$ al 92% de I. Pero al 59% de I se observa un segundo máximo de PB ($0.54 \pm 0.05 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y PN ($0.26 \pm 0.04 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$), siendo el primer máximo mayor que el segundo. El valor mínimo de PB ($-0.24 \pm 0.05 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y PN ($-0.52 \pm 0.04 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) se presenta al 5% de I.

A bajas intensidades de luz (5%) se tienen valores negativos de PB y PN en las 2 estaciones y los puntos máximos de PB y PN están entre el 100 y el 86% de I.

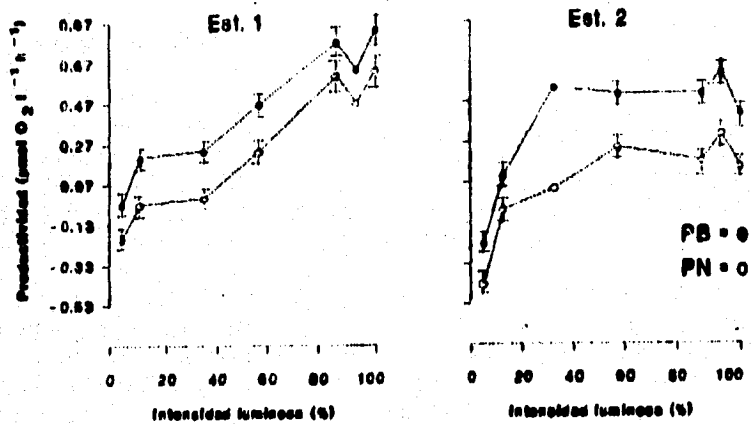


Fig. 31. Estimación de la productividad bruta y neta a lo largo de un gradiente de intensidades luminosas correspondiente al 1 de agosto de 1964. Las barras indican el error estándar al 95% de confianza.

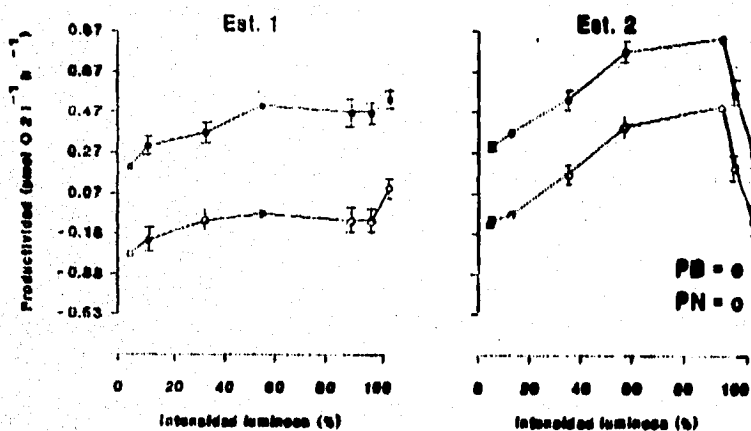


Fig. 32. Estimación de la productividad bruta y neta a lo largo de un gradiente de intensidades luminosas correspondiente al 10 de agosto de 1964. Las barras indican el error estándar al 95% de confianza.

19 de Agosto de 1994

La Estación 1 (Fig. 32A), presenta un punto máximo de PB ($0.52 \pm 0.04 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y PN ($0.08 \pm 0.02 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) al 100% de I y un segundo máximo al 59% de I (PB, $0.56 \pm 0.03 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$ y PN, $0.12 \pm 0.02 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$), siendo mayor el segundo máximo que el primero. El mínimo de PB ($-0.24 \pm 0.02 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y PN ($-0.20 \pm 0.03 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) se presenta al 5% de I.

En la Estación 2 (Fig 32B), se tiene valores bajos de PB ($0.28 \pm 0.05 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y de PN ($-0.10 \pm 0.05 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) al 100% de I, conforme disminuye la I se presenta un valor máximo de PB ($0.86 \pm 0.02 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y PN ($0.48 \pm 0.03 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) al 86 % de I. A partir de este momento se observó una disminución en la PB y PN hasta alcanzar el valor mínimo de PB ($0.28 \pm 0.03 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y de PN ($-0.09 \pm 0.04 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) al 5 y 100% de I.

Se observa una clara fotoinhibición al 100% de I para la Estación 2 mientras que la Estación 1 no presenta esta situación, pero para ambas estaciones se observa que conforme disminuye la I el valor de PB y PN aumenta, pero a bajas intensidades de luz las productividades disminuyen.

En forma global y de acuerdo a las gráficas, se observa que la productividad neta presenta un máximo y mínimo a la misma intensidad luminosa que la productividad bruta, situación que se presenta en las dos estaciones de muestreo y a través de todos los muestreos.

Los puntos máximos para la Estación 1 de PN y PB se encuentran a las intensidades luminosas de 100, 92, 86, 59, 32 y 16% mientras los valores mínimos de PB y PN se presentan al 5, 32, 59 y 100% de I.

La Estación 2 presenta los valores máximos al 100, 92, 86 y 59% de I. Los valores mínimos se encuentran al 5, 16, 92 y 100% de I con un porcentaje mayor al 5% de I ($84.21 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$).

En la Estación 1 solamente en abril (15) y julio (6) de 1994 no se registraron valores negativos de PB y PN. Para la Estación 2 sólo en mayo (3) de 1994. En abril se presentó una productividad alta al 59% de I (Tabla 3) con grandes cantidades de clorofila *a*, con una temperatura intermedia y baja salinidad; para julio la productividad se debió más a la respiración que a la productividad neta, con un registro alto al 59% de I, con baja concentración de clorofila "a" en relación al valor promedio anual, alta temperatura y baja salinidad. En la Estación 2 se observaron altas tasas de productividad primaria la cual se debió principalmente a la productividad neta más que a la respiración

con un punto máximo al 86% de I con una concentración de clorofila "a" superior al valor promedio anual. Los valores máximos de productividad bruta se presentaron en el intervalo del 59 al 86% de I.

En el caso del experimento de julio 6, existió poca productividad neta tal vez por el descenso de concentración de organismos, o bien a los productos de degradación resultados de los procesos de digestión del zooplancton.

5.3 Respiración

El comportamiento de la respiración para la Estación 1 presentó 2 máximos durante el muestreo, el primero fue el 6 de marzo de 1994 ($13.13 \pm 0.31 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y segundo fue el 7 de junio de 1994 ($4.63 \pm 0.11 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$), siendo el primero superior al segundo. Durante el período comprendido entre el 10 de septiembre de 1993 al 11 de febrero de 1994 las tasas de respiración fluctuaron entre $-0.06 \pm 0.05 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$ a $1.44 \pm 0.06 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$ seguido por el máximo del mes de marzo de 1994 y descendiendo nuevamente entre el 20 de marzo al 24 de mayo de 1994 ($2.03 \pm 0.07 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$ y $1.07 \pm 0.05 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$). El 7 de junio de 1994 aumenta a $4.63 \pm 0.11 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$ continuando con un descenso de $0.62 \pm 0.05 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$ a $0.44 \pm 0.03 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$.

Para la Estación 2 el comportamiento de la respiración presentó 3 máximos a lo largo del ciclo anual. El 2 de octubre de 1993 ($8.89 \pm 0.06 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$), 15 de abril de 1994 ($3.80 \pm 0.14 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$) y 7 de junio de 1994 ($10.66 \pm 0.10 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$). Al inicio del ciclo de muestreo se tuvo un valor de $0.47 \pm 0.08 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$ que se continuo con el máximo del 2 de octubre de 1993. Posteriormente fluctuó entre $1.22 \pm 0.02 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$ (16 de octubre de 1993) y $0.71 \pm 0.06 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$ (20 de marzo de 1994). El segundo pico se obtuvo el 7 de junio de 1994 ($10.66 \pm 0.10 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$), seguido de valores bajos (0.62 ± 0.05) a partir del 23 de junio de 1994 hasta el 19 de agosto de 1994 ($0.38 \pm 0.04 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$).

En relación a la respiración, la Estación 1 presenta un aumento notable durante el mes de marzo y a principios del mes de junio. Durante el transcurso del año la respiración oscila principalmente en el rango comprendido entre 0.00 a $2.00 \mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1} \text{ h}^{-1}$. La Estación 2, presenta un incremento alto a inicios del mes de octubre, junio y abril, únicamente el tercer punto máximo corresponde con el segundo máximo registrado en la Estación 1.

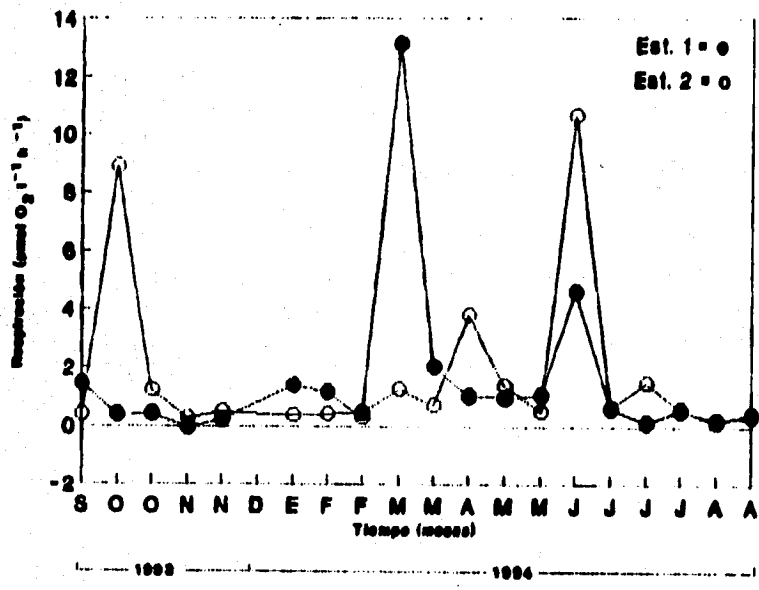


Fig. 33. Registros de respiración de agua superficial durante septiembre de 1993 a agosto de 1994.

5.4 Número de Asimilación

10 de septiembre de 1993

La Estación 1 (Fig. 34), fluctúa entre 0.21 y 0.43 $\mu\text{mol O}_2$ (mg Cl.a)⁻¹ h⁻¹, presentando valores bajos a altas intensidades luminosas, pero conforme desciende la I el número de asimilación aumenta (Tabla 5). Posteriormente disminuye al 16% de I (0.26 $\mu\text{mol O}_2$ (mg Cl.a)⁻¹ h⁻¹), para después presentarse un nuevo ascenso (0.32 $\mu\text{mol O}_2$ (mg Cl.a)⁻¹ h⁻¹) al 5% de I.

La Estación 2 (Fig. 35), fluctúa de -0.10 a 0.08 $\mu\text{mol O}_2$ (mg Cl.a)⁻¹ h⁻¹. Se observa una valor alto al 100% de I (0.08 $\mu\text{mol O}_2$ (mg Cl.a)⁻¹ h⁻¹), seguido de un valor negativo (-0.03 $\mu\text{mol O}_2$ (mg Cl.a)⁻¹ h⁻¹). Los subsiguientes valores son positivos y oscilan entre los 0.00 y 0.06 $\mu\text{mol O}_2$ (mg Cl.a)⁻¹, al 16% se presentan valores negativos de -0.01 $\mu\text{mol O}_2$ (mg Cl.a)⁻¹ h⁻¹.

2 de octubre de 1993

La Estación 1 varía de -0.09 a 0.11 $\mu\text{mol O}_2$ (mg Cl.a)⁻¹ h⁻¹, presentándose los valores más altos a las altas intensidades luminosas y conforme desciende la I también desciende el número de asimilación. A partir del 32% de I los números de asimilación son negativos.

La Estación 2, presenta un intervalo comprendido entre -0.46 a 5.51 $\mu\text{mol O}_2$ (mg Cl.a)⁻¹ h⁻¹, los valores máximos se presentan a altas intensidades luminosas y conforme disminuye ésta también lo hace el número de asimilación, aunque existen dos valores negativos presentados al 59 y 5% de I (-0.04 y 0.46 $\mu\text{mol O}_2$ (mg Cl.a)⁻¹ h⁻¹).

16 de octubre de 1993

La Estación 1, fluctúa entre 0.00 y 0.01 $\mu\text{mol O}_2$ (mg Cl.a)⁻¹ h⁻¹, con los valores máximos al 100 y 86% de I, los mínimos (valores no detectables) se presentaron entre el 59 y el 5%.

Para la Estación 2 los valores de número de asimilación fluctuaron entre los 0.03 y 0.05 $\mu\text{mol O}_2$ (mg Cl.a)⁻¹ h⁻¹, el máximo se registro al 86% de I (0.05 $\mu\text{mol O}_2$ (mg Cl.a)⁻¹ h⁻¹) y el mínimo se presentó al 16 y 5% de I.

5 de noviembre de 1993

La Estación 1, fluctúa entre -0.01 a 0.03 $\mu\text{mol O}_2$ (mg Cl.a)⁻¹ h⁻¹. A una alta I presenta un valor bajo, pero al 92% de I se observa un punto máximo (0.03 $\mu\text{mol O}_2$ (mg Cl.a)⁻¹ h⁻¹), posteriormente desciende este valor hasta presentar un valor negativo (-0.01 $\mu\text{mol O}_2$ (mg Cl.a)⁻¹ h⁻¹), a la I de 5%.

La Estación 2 fluctúa entre -0.01 a 0.02 $\mu\text{mol O}_2$ (mg Cl.a)⁻¹ h⁻¹ se observan dos valores negativos a las intensidades luminosas más altas siguiendo con los valores más altos y finalmente éstos descienden con el descenso de la I.

19 de noviembre de 1993

La Estación 1, presenta un intervalo comprendido entre -0.04 y -0.01 $\mu\text{mol O}_2$ (mg Cl.a)⁻¹ h⁻¹ se observa un valor bajo al 100% de I, presentando un máximo al 92% de I, descendiendo hasta el 32% y con un leve aumento a partir del 16% de I.

El número de asimilación de la Estación 2 fluctúa entre -0.01 y 0.03 $\mu\text{mol O}_2$ (mg Cl.a)⁻¹ h⁻¹. El valor máximo se presenta al 100% de I, pero conforme desciende la I disminuye el número de asimilación hasta presentar valores negativos a las intensidades de 16 y 5% al igual que en el muestreo anterior.

20 de enero de 1994

La Estación 1, varía entre -0.11 a -0.01 $\mu\text{mol O}_2$ (mg Cl.a)⁻¹ h⁻¹ existe un valor de 0.02 $\mu\text{mol O}_2$ (mg Cl.a)⁻¹ h⁻¹ de I, pero al 92% de I se presenta un valor máximo (0.11 $\mu\text{mol O}_2$ (mg Cl.a)⁻¹ h⁻¹). Al disminuir la I este valor disminuye hasta presentar valores negativos a partir del 32% de I.

La Estación 2 presenta un intervalo de -0.11 a $-0.01 \mu\text{mol O}_2 (\text{mg Cl.a})^{-1} \text{h}^{-1}$, el valor más alto se presenta al 100% de I, pero conforme disminuye la I desciende el valor del número de asimilación.

1 de febrero de 1994

El número de asimilación para la Estación 1 comprende el intervalo de 0.00 a $0.6 \mu\text{mol O}_2 (\text{mg Cl.a})^{-1} \text{h}^{-1}$. Existe un valor negativo al 100% de I, pero después se presentan diferentes valores altos a las intensidades luminosas de 92 y 32% de I (Tabla 5), disminuyendo a bajas intensidades luminosas.

La Estación 2 muestra un intervalo de 0.00 a $0.06 \mu\text{mol O}_2 (\text{mg Cl.a})^{-1} \text{h}^{-1}$, a altas intensidades luminosas se obtienen valores bajos, pero conforme desciende la I aumenta el valor, registrando un punto máximo al 59% de I mientras que el valor mínimo es obtenido al 5% de I.

11 de febrero de 1994

La Estación 1, fluctúa entre 0.00 y $0.12 \mu\text{mol O}_2 (\text{mg Cl.a})^{-1} \text{h}^{-1}$. A alta I se presentan valores bajos, existiendo un valor máximo al 86% de I descendiendo sucesivamente conforme disminuye la I, siendo el valor mínimo negativo.

La Estación 2 presenta un rango de 0.00 a $0.12 \mu\text{mol O}_2 (\text{mg Cl.a})^{-1} \text{h}^{-1}$, se presentan valores bajos a altas intensidades luminosas, pero conforme desciende la I, el valor se incrementa, mostrando un punto máximo al 86% de I, los valores siguientes descienden al igual que la I. hasta alcanzar un valor mínimo al 5% de I (Tabla 6).

6 de marzo de 1994

La Estación 1, varía entre 0.00 y $0.05 \mu\text{mol O}_2 (\text{mg Cl.a})^{-1} \text{h}^{-1}$, presentándose valores máximos ($0.05 \mu\text{mol O}_2 (\text{mg Cl.a})^{-1} \text{h}^{-1}$) a altas intensidades luminosas, pero conforme desciende la I desciende éste ($0.00 \mu\text{mol O}_2 (\text{mg Cl.a})^{-1} \text{h}^{-1}$).

La Estación 2, presenta un intervalo comprendido entre -0.01 y $0.02 \mu\text{mol O}_2 (\text{mg Cl.a})^{-1} \text{h}^{-1}$, el cual muestra valores bajos a altas intensidades luminosas ($0.01 \mu\text{mol O}_2$

$(\text{mg Cl.a})^{-1} \text{ h}^{-1}$) de 86, 32,16 y 5 %. Al 92 y 59% de I se presentan dos puntos máximos ($0.02 \mu\text{mol O}_2 (\text{mg Cl.a})^{-1} \text{ h}^{-1}$), y posteriormente desciende con la I hasta alcanzar el valor de $0.00 \mu\text{mol O}_2 (\text{mg Cl.a})^{-1} \text{ h}^{-1}$.

20 de marzo de 1994

La Estación 1, varía entre -0.01 y $0.08 \mu\text{mol O}_2 (\text{mg Cl.a})^{-1} \text{ h}^{-1}$, el valor máximo se presenta al 100% de I, continuando con valores altos a las altas intensidades luminosas, pero conforme descienden éstas el número de asimilación disminuye hasta $-0.01 \mu\text{mol O}_2 (\text{mg Cl.a})^{-1} \text{ h}^{-1}$.

La Estación 2 presenta una variación en el rango de -0.05 a $0.15 \mu\text{mol O}_2 (\text{mg Cl.a})^{-1} \text{ h}^{-1}$. Al 100% de I se presenta el valor máximo ($0.15 \mu\text{mol O}_2 (\text{mg Cl.a})^{-1} \text{ h}^{-1}$), pero al ir descendiendo la I, éste desciende de igual manera hasta alcanzar un punto mínimo ($-0.05 \mu\text{mol O}_2 (\text{mg Cl.a})^{-1} \text{ h}^{-1}$) al 5% de I.

15 de abril de 1994

La Estación 1, fluctúa entre 0.21 y $0.34 \mu\text{mol O}_2 (\text{mg Cl.a})^{-1} \text{ h}^{-1}$. Existen valores bajos a altas intensidades, pero conforme desciende la I se incrementa el número de asimilación y desciende a bajas intensidades luminosas de 5% ($0.21 \mu\text{mol O}_2 (\text{mg Cl.a})^{-1} \text{ h}^{-1}$).

La Estación 2 comprende un intervalo de 0.01 a $0.02 \mu\text{mol O}_2 (\text{mg Cl.a})^{-1} \text{ h}^{-1}$, al igual que los valores de PN y PB, se presentan valores más altos en este muestreo a altas intensidades luminosas. Se continúa con un descenso al 92% ($0.02 \mu\text{mol O}_2 (\text{mg Cl.a})^{-1} \text{ h}^{-1}$) y disminuye el cociente fotosintético. El valor máximo se obtiene al 59% de I y conforme disminuye la I el valor desciende.

3 de mayo de 1994

La Estación 1, esta dentro del rango de 0.00 a $0.25 \mu\text{mol O}_2 (\text{mg Cl.a})^{-1} \text{ h}^{-1}$ presentando valores bajos a altas intensidades luminosas, pero al 59% de I se presenta un punto máximo ($0.25 \mu\text{mol O}_2 (\text{mg Cl.a})^{-1} \text{ h}^{-1}$), continuando con un descenso hasta el 5% de I.

La Estación 2 fluctúa entre 0.12 y 0.33 $\mu\text{mol O}_2$ (mg Cl.a) $^{-1}$ h $^{-1}$, a irradiancias altas el valor es bajo (0.26 $\mu\text{mol O}_2$ (mg Cl.a) $^{-1}$ h $^{-1}$), pero al disminuir la I, tiende a aumentar éste hasta alcanzar un punto máximo al 86% de I (0.31 $\mu\text{mol O}_2$ (mg Cl.a) $^{-1}$ h $^{-1}$) y continuar decreciendo con la disminución en la I.

24 de mayo de 1994

La Estación 1, fluctúa entre 0.01 y 0.10 $\mu\text{mol O}_2$ (mg Cl.a) $^{-1}$ h $^{-1}$. A altas intensidades luminosas (100%) se presentan valores bajos (0.04 $\mu\text{mol O}_2$ (mg Cl.a) $^{-1}$ h $^{-1}$) pero conforme disminuye la I el número de asimilación aumenta presentando un máximo (0.10 $\mu\text{mol O}_2$ (mg Cl.a) $^{-1}$ h $^{-1}$) entre el 59, 32 y 16% de I para continuar con un descenso (0.01 $\mu\text{mol O}_2$ (mg Cl.a) $^{-1}$ h $^{-1}$) hasta el 5% de I.

La Estación 2 muestra un rango entre los 0.00 y 0.02 $\mu\text{mol O}_2$ (mg Cl.a) $^{-1}$ h $^{-1}$, el valor es mínimo (0.02 $\mu\text{mol O}_2$ (mg Cl.a) $^{-1}$ h $^{-1}$) al 100% de intensidad luminosa y al ir disminuyendo ésta aumenta el valor del número de asimilación obteniendo un punto máximo (0.02 $\mu\text{mol O}_2$ (mg Cl.a) $^{-1}$ h $^{-1}$) al 100, 32 y 16 % de I.

7 de junio de 1994

La Estación 1, fluctúa entre -1.12 y -0.93 $\mu\text{mol O}_2$ (mg Cl.a) $^{-1}$ h $^{-1}$, presentando los valores más altos a las altas intensidades luminosas (100, 92 y 86% de I) y disminuir conforme desciende la I.

La Estación 2 muestra un intervalo comprendido entre los -0.02 y 0.07 $\mu\text{mol O}_2$ (mg Cl.a) $^{-1}$ h $^{-1}$. Los valores de asimilación son negativos debido a que los valores de PB son negativos. Los valores más altos (0.07 $\mu\text{mol O}_2$ (mg Cl.a) $^{-1}$ h $^{-1}$) se presentan al 59 y 92% de I y conforme desciende ésta lo hace de igual manera el valor del número de asimilación.

23 de junio de 1994

La Estación 1, presenta el rango de -0.01 y 0.08 $\mu\text{mol O}_2$ (mg Cl.a) $^{-1}$ h $^{-1}$, a altas intensidades luminosas (100%) se presentan valores bajos (0.06 $\mu\text{mol O}_2$ (mg Cl.a) $^{-1}$ h $^{-1}$ al 100% de I), pero conforme disminuye la I el máximo (0.08 $\mu\text{mol O}_2$ (mg Cl.a) $^{-1}$ h $^{-1}$) se

alcanza al 86% de I (Tabla 5), a partir de esta intensidad desciende el número de asimilación hasta un valor negativo ($-0.01 \mu\text{mol O}_2 [\text{mg Cl.a}]^{-1} \text{h}^{-1}$) al 5% de I.

La Estación 2 muestra un rango entre -0.12 y $0.26 \mu\text{mol O}_2 (\text{mg Cl.a})^{-1} \text{h}^{-1}$, a intensidades luminosas altas se observan valores bajos ($0.22 \mu\text{mol O}_2 [\text{mg Cl.a}]^{-1} \text{h}^{-1}$) y al disminuir la I el valor aumenta registrando un valor máximo ($0.23 \mu\text{mol O}_2 [\text{mg Cl.a}]^{-1} \text{h}^{-1}$) al 86% de I. Conforme desciende la I disminuye el número de asimilación hasta el valor mínimo ($0.12 \mu\text{mol O}_2 [\text{mg Cl.a}]^{-1} \text{h}^{-1}$) al 5% de I.

6 de julio de 1994

La Estación 1 fluctúa entre 0.01 y $0.10 \mu\text{mol O}_2 (\text{mg Cl.a})^{-1} \text{h}^{-1}$, presentando valores bajos a altas intensidades luminosas ($0.06 \mu\text{mol O}_2 [\text{mg Cl.a}]^{-1} \text{h}^{-1}$) al 100% de I, al 59% de I se presenta el punto máximo ($0.10 \mu\text{mol O}_2 [\text{mg Cl.a}]^{-1} \text{h}^{-1}$), para continuar disminuyendo en relación a la I con un valor mínimo ($0.01 \mu\text{mol O}_2 [\text{mg Cl.a}]^{-1} \text{h}^{-1}$) al 5% de I.

La Estación 2 comprende un intervalo de 0.01 y $0.08 \mu\text{mol O}_2 (\text{mg Cl.a})^{-1} \text{h}^{-1}$, con valores bajo ($0.06 \mu\text{mol O}_2 [\text{mg Cl.a}]^{-1} \text{h}^{-1}$) a altas intensidades luminosas. Conforme desciende la I el valor aumenta registrando un punto máximo ($0.08 \mu\text{mol O}_2 [\text{mg Cl.a}]^{-1} \text{h}^{-1}$) al 86% de I y hasta alcanzar un mínimo ($0.01 \mu\text{mol O}_2 [\text{mg Cl.a}]^{-1} \text{h}^{-1}$) al 5% de I.

19 de julio de 1994

La Estación 1, presenta un intervalo entre 0.01 y $0.05 \mu\text{mol O}_2 (\text{mg Cl.a})^{-1} \text{h}^{-1}$. El máximo ($0.05 \mu\text{mol O}_2 [\text{mg Cl.a}]^{-1} \text{h}^{-1}$) corresponde con la máxima I y conforme desciende ésta el número de asimilación también desciende al 5% de I ($0.01 \mu\text{mol O}_2 [\text{mg Cl.a}]^{-1} \text{h}^{-1}$).

La Estación 2 fluctúa entre 0.01 y $0.04 \mu\text{mol O}_2 (\text{mg Cl.a})^{-1} \text{h}^{-1}$. Al 100% de I se obtiene un valor máximo ($0.04 \mu\text{mol O}_2 [\text{mg Cl.a}]^{-1} \text{h}^{-1}$) al 96 y 86 % de I, pero al disminuir éste desciende el valor del número de asimilación hasta encontrar los valores mínimos ($-0.01 \mu\text{mol O}_2 [\text{mg Cl.a}]^{-1} \text{h}^{-1}$) al 16 y 5% de I.

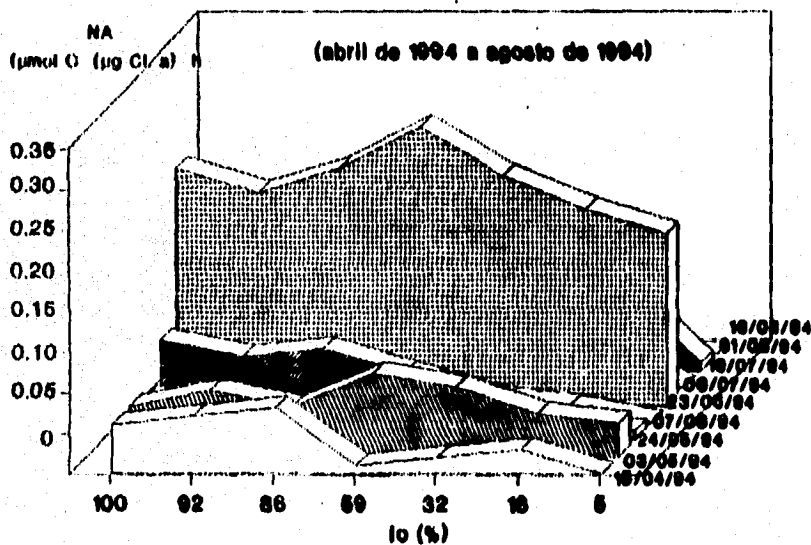
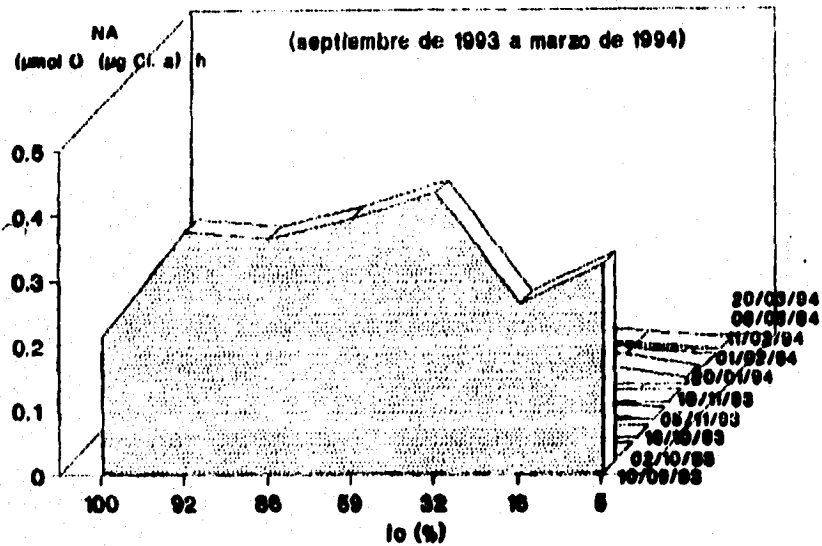


Fig. 34. Número de asimilación para la Estación 1.

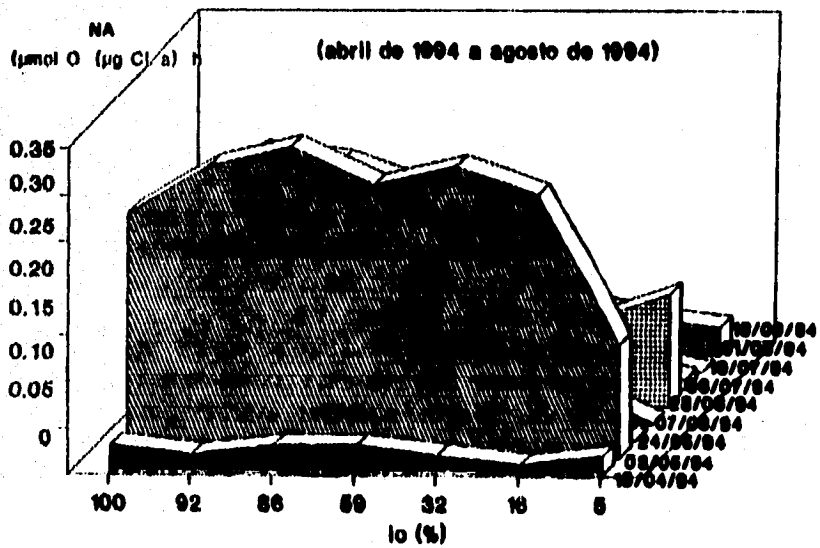
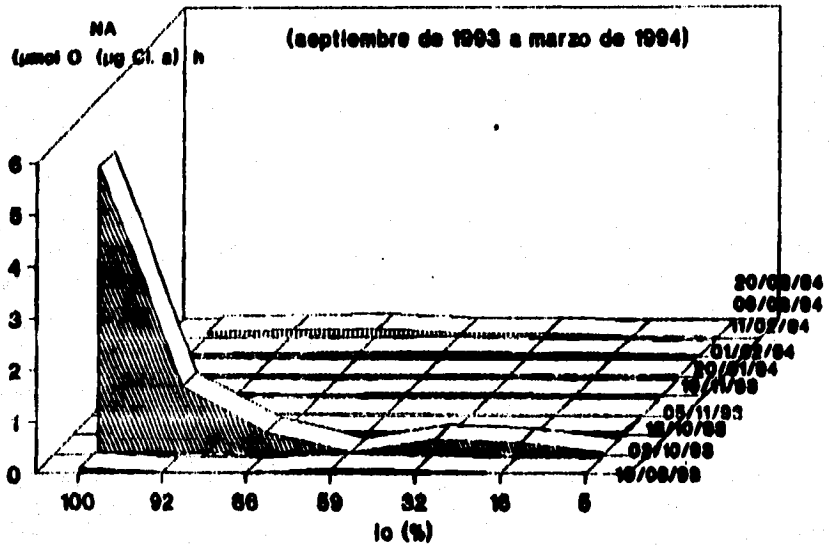


Fig. 35. Número de asimilación para la Estación 2.

1 de agosto de 1994

La Estación 1 muestra un intervalo de 0.00 y 0.10 $\mu\text{mol O}_2$ ($\text{mg Cl.a})^{-1} \text{h}^{-1}$, el valor máximo (0.10 $\mu\text{mol O}_2$ ($\text{mg Cl.a})^{-1} \text{h}^{-1}$) se obtuvo al 100% de I y conforme desciende éste los demás valores disminuyen también, presentando el valor mínimo (0.00 $\mu\text{mol O}_2$ ($\text{mg Cl.a})^{-1} \text{h}^{-1}$) al 5% de I.

La Estación 2 comprende un intervalo de -0.03 y 0.07 $\mu\text{mol O}_2$ ($\text{mg Cl.a})^{-1} \text{h}^{-1}$, el máximo se registra al 92 y 59% de I y conforme desciende ésta disminuye así mismo el valor del número de asimilación con el valor mínimo (-0.03 $\mu\text{mol O}_2$ ($\text{mg Cl.a})^{-1} \text{h}^{-1}$) al 5% de I.

19 de agosto de 1994

La Estación 1, fluctúa entre 0.02 y 0.05 $\mu\text{mol O}_2$ ($\text{mg Cl.a})^{-1} \text{h}^{-1}$, a alta I se observan valores bajos (0.04 $\mu\text{mol O}_2$ ($\text{mg Cl.a})^{-1} \text{h}^{-1}$), sin embargo al 59% de I se presenta un valor máximo (0.05 $\mu\text{mol O}_2$ ($\text{mg Cl.a})^{-1} \text{h}^{-1}$) y de ahí disminuir conforme disminuye la I.

La Estación 2 presenta un intervalo comprendido entre 0.06 y 0.19 $\mu\text{mol O}_2$ ($\text{mg Cl.a})^{-1} \text{h}^{-1}$. A altas intensidades luminosas se presentan valores pequeños (0.06 $\mu\text{mol O}_2$ ($\text{mg Cl.a})^{-1} \text{h}^{-1}$), pero al disminuir la I desciende el valor del número de asimilación con un mínimo (0.06 $\mu\text{mol O}_2$ ($\text{mg Cl.a})^{-1} \text{h}^{-1}$) al 16 y 5% de I.

5.5 Pigmentos fotosintéticos

Clorofila a

La variación anual de clorofila **a** superficial presenta un comportamiento similar en ambas estaciones (Fig. 6). Para la Estación 1 la máxima (3.2 mg/m^3) concentración fue obtenida el 6 de marzo de 1994 y la mínima (0.2 mg/m^3) se observa el 2 de octubre de 1993 y el 7 de junio de 1994. Por otro lado, para la Estación 2 la mínima (0.1 mg/m^3) concentración se observa el 2 de octubre de 1993 mientras que la máxima (6.7 mg/m^3) concentración de este pigmento se registra el 15 de abril de 1994.

Estación 1

El intervalo de concentración de clorofila *a*, varía de 0.2 a 3.2 mg/m³. A principios del ciclo anual (septiembre de 1993), la concentración fue baja (0.2 mg/m³), posteriormente presenta un ligero aumento en la concentración de clorofilas (0.2 y 1.2 mg/m³, en octubre de 1993) hasta presentar un máximo en el mes de marzo de 1994 (3.2 mg/m³). Apartir del 20 de marzo de 1994 existieron pequeñas oscilaciones con una tendencia decreciente hasta el 7 de junio de 1994. Continúa un aumento para el 23 de julio de 1994 (0.4 mg/m³) hasta el 19 de julio de 1994 (0.9 mg/m³), para finalmente descender (0.2 mg/m³) y aumentar (0.5 mg/m³ para el mes de agosto de 1994.

Durante el ciclo anual se observan tres máximos en la concentración de clorofila *a* (Fig. 6), octubre, marzo y abril. El primer pico es el más bajo (1.2 mg/m³ 16 de octubre de 1993) con respecto a los otros dos, el segundo se registró el 6 de marzo de 1994 (3.2 mg/m³) y el tercero se obtuvo el 15 de abril de 1994 (2.3 mg/m³).

Estación 2

La concentración de clorofila *a* (Fig. 6), varía de 0.1 a 6.7 mg/m³. A principios del ciclo de estudio (septiembre de 1993), se observa un valor bajo de este pigmento (0.3 mg/m³), decreciendo a 0.1 mg/m³ el 2 de octubre de 1993. En los meses de octubre de 1993 (0.1 y 1.8 mg/m³) y noviembre de 1993 (1.3 y 0.8 mg/m³), se observa un aumento en la concentración de este pigmento. Los valores siguientes para los meses de enero y febrero de 1994 descienden de 0.3 a 0.5 mg/m³. En el mes de marzo de 1994 existe un rápido incremento a 5.1 mg/m³ y una considerable baja hasta 0.9 mg/m³ a finales de ese mismo mes. Después de esta baja, es notorio un rápido aumento a 6.7 mg/m³ registrado en el mes de abril de 1994. En el mes de mayo la concentración de clorofila *a*, presenta un descenso (1.5 y 2.8 mg/m³) que se continúa en los meses de junio, julio y agosto de 1994 hasta alcanzar un valor de 0.2 mg/m³ al final del ciclo del muestreo.

Al igual que en la Estación 1 es notoria la presencia de tres picos durante el transcurso del ciclo de estudio; el primer pico se presenta en el mes de octubre de 1993, con la concentración más baja de clorofila *a* (1.8 mg/m³) con respecto a los otros dos. El segundo pico se observa a inicios del mes de marzo de 1994 (5.1 mg/m³) y el último pico se registra en el mes de abril siendo este último el más alto de los tres (6.66 mg/m³).

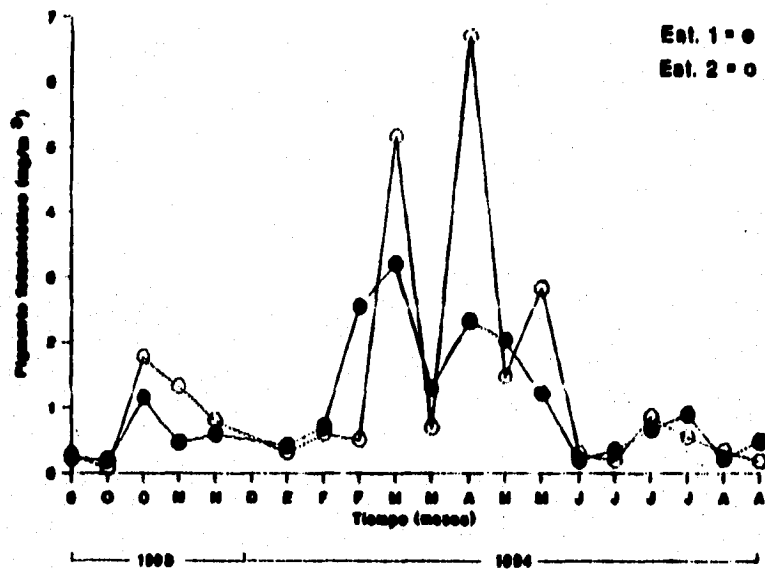


Fig. 6. Registros de clorofila a de agua superficial durante septiembre de 1993 a agosto de 1994.

Clorofila b

El intervalo de concentración de clorofila *b*, para la Estación 1 oscila entre 0.0 y 1.3 mg/m³ con valor máximo en el mes de abril y mínimos tanto el 1° de febrero como en el mes de julio de 1994. La Estación 2 presenta su valor máximo en el mes de abril de 1994 (1.0 mg/m³) mientras que valores no detectables para este tipo de pigmento se presentan el 5 de noviembre de 1993, febrero, junio (23) y julio de 1994.

Estación 1

En el mes de septiembre de 1993 la concentración de clorofila *b* (Fig. 7), presenta un valor de 0.6 mg/m³, descendiendo la concentración de este pigmento para los meses de octubre y noviembre de 1993 de un valor de 0.5 hasta 0.0 mg/m³ respectivamente. En el mes de enero de 1994 se obtiene un valor alto (1.1 mg/m³). Sin embargo en el siguiente muestreo (principios de febrero de 1994) es notable la ausencia de este pigmento. A finales del mes de febrero se presentó un máximo (1.3 mg/m³); mientras que en los meses de marzo y abril de 1994 se presentan pequeñas oscilaciones entre los 0.1 y los 0.5 mg/m³ con respecto a la concentración de este pigmento, siempre menores en relación al máximo de febrero. La carencia de clorofila *b* se observa en el mes de julio con un ligero incremento (0.1 y 0.2 mg/m³) en los muestreos de agosto de 1994.

Estación 2

La distribución superficial de clorofila *b* (Fig. 7), oscila entre valores no detectables en el mes de febrero, julio y 23 de junio de 1994 a 1.03 mg/m³ (abril de 1994). Durante los meses de septiembre y de octubre de 1993 se registraron los valores de 0.8 y 0.7 mg/m³ respectivamente, mientras que en la segunda mitad de ese mismo mes se observa una baja de este pigmento hasta desaparecer a principios de noviembre de 1993. En el segundo muestreo del mes existe un nuevo incremento (0.6 mg/m³) que se continua hasta el primer muestreo de enero de 1994 (0.9 mg/m³) y desaparece en el mes de febrero de 1994. A partir del mes de marzo de 1994, es evidente la presencia de este tipo de clorofila (marzo, 1.0 y 0.2 mg/m³; abril, 1.0 mg/m³; mayo, 0.4 y 0.7 mg/m³ y principios de junio 0.2 mg/m³), el cual desaparece hacia finales del mes de junio y julio. Para el mes de agosto de 1994, se tiene una concentración muy baja de este pigmento 0.2 y 0.2 mg/m³.

Solamente el máximo registrado en el mes de enero es común a las dos estaciones de muestreo mientras que los otros picos no presentan ninguna similitud entre ellos.

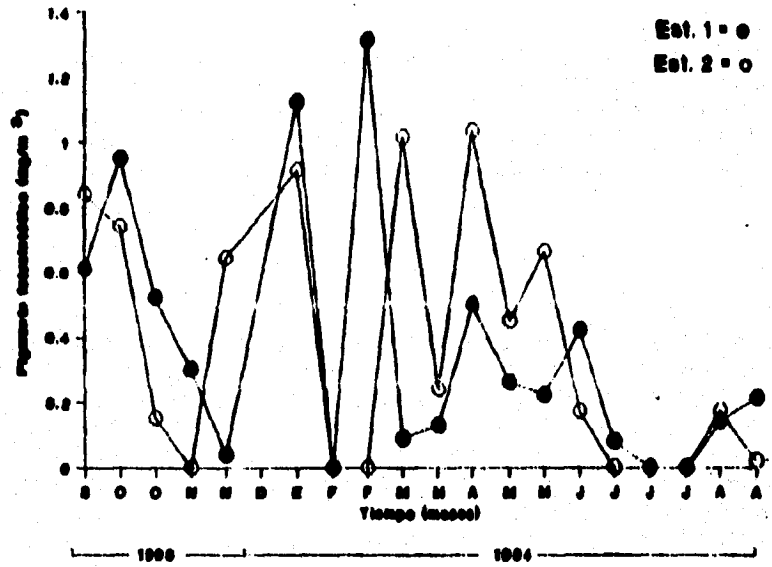


Fig. 7. Registros de clorofila a de agua superficial durante septiembre de 1993 a agosto de 1994.

Clorofila c

La clorofila *g* para la Estación 1 presenta un intervalo de concentración de 0.2 a 5.0 mg/m³ en los meses de febrero (11) y junio (23) de 1994. La Estación 2 presenta valores máximos el 2 de octubre de 1993 y 11 de febrero de 1994, con 0.0 y 7.2 mg/m³. Por el otro lado, los valores mínimos se presentaron en el mes de junio 23 y julio 6 de 1994 con 0.2 y 0.3 mg/m³ y no fueron detectables en el mes de febrero.

Estación 1

Altos valores de clorofila *g* (Fig. 8) se observaron en los meses de septiembre y octubre de 1993 (3.7 y 2.9 mg/m³ respectivamente), a partir de éstos se presenta un descenso gradual de 1.6 mg/m³ hasta registrarse un aumento en el mes de enero de 1994 (3.5 mg/m³) y disminuir hasta 0.4 mg/m³ para el 1° de febrero de 1994. El valor máximo se registra en la segunda mitad del mes de febrero (5.0 mg/m³), a partir del cual se observa un notorio descenso hasta principios del mes de julio de 1994. En el muestreo del 19 de julio se presenta un ligero aumento en la concentración (0.4 mg/m³) el cual se continua hasta 1.3 mg/m³, en la primera quincena de agosto de 1994, para disminuir nuevamente a finales del mes con 0.6 mg/m³.

Estación 2

La distribución superficial de clorofila *g* (Fig. 8), durante el ciclo de muestreo fluctúa entre no detectable (1° de febrero de y 23 de junio de 1994) a 7.2 mg/m³ (15 de abril de 1994). Para el mes de septiembre de 1993 la concentración de este pigmento es de 3.0 mg/m³, seguido en octubre de un pequeño descenso en la concentración (2.2 y 2.1 mg/m³), el cual continua disminuyendo con pequeñas oscilaciones en los siguientes muestreos: 5 y 19 de noviembre de 1993, (0.9 y 1.5 mg/m³). En enero de 1994, se observa un incremento hasta 2.81 mg/m³, mientras que a principios del mes de febrero de 1994 no se detecta este tipo de pigmento, siendo evidente nuevamente hacia mitad del mes de febrero de 1994 (0.2 mg/m³). El 6 de marzo de 1994 se presentó un punto máximo (5.0 mg/m³), pero el 20 de marzo disminuye la concentración hasta 1.1 mg/m³. El máximo registrado durante el transcurso del presente estudio ocurre el 15 de abril de 1994 con 7.2 mg/m³. Los siguientes muestreos presentan un descenso en la concentración (2.4 mg/m³) para el inicio del mes de mayo de 1994 y hacia finales del mismo mes se observa un ligero incremento en la concentración (3.3 mg/m³). Para principios del mes de junio se observa un descenso en los valores de concentración de

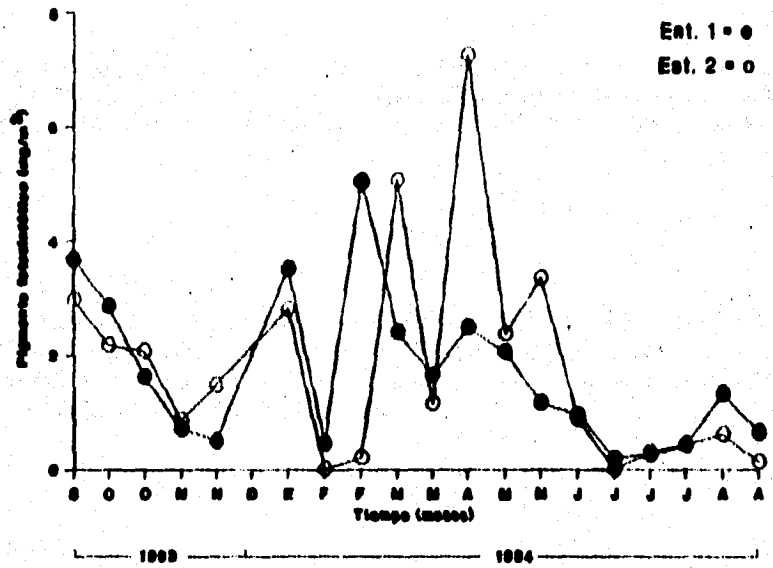


Fig. 8. Registros de clorofila e de agua superficial durante septiembre de 1963 a agosto de 1964.

clorofila *a* (0.9 mg/m^3). Durante el mes de agosto de 1994, la concentración presenta un ligero ascenso (0.6 mg/m^3), que se continúa hasta el 19 de agosto de 1994 (0.1 mg/m^3).

Para este tipo de pigmento se observa cierta similitud entre las dos estaciones, aunque existe un período (10 de septiembre de 1993 a 1° de febrero de 1994 y junio a agosto de 1994) en el cual las fluctuaciones para las dos estaciones son muy similares.

Carotenoides

El intervalo de concentración de carotenoides osciló entre no detectable y 3.7 mg/m^3 para la Estación 1; registrados el 19 de noviembre de 1993 y el 11 de febrero de 1994 respectivamente. En la Estación 2, los valores fluctúan entre no detectables (10 de septiembre de 1993) y 6.0 mg/m^3 (2 de octubre).

Estación 1

La concentración de carotenoides (Fig. 9) varía de no detectable a 3.7 mg/m^3 . En el mes de septiembre de 1993 la concentración del pigmento fue de 0.6 mg/m^3 y es a partir de este mes que la concentración de pigmento empieza a decrecer durante los meses de octubre y noviembre de 1993 hasta volver a presentar un valor ascendente a principios del mes de febrero de 1994 (1.0 mg/m^3) y continuar ascendiendo en ese mismo mes con un valor de 3.7 mg/m^3 . Posteriormente se presenta un descenso ligero y fluctuando entre los meses de febrero, marzo, abril y mayo de 1994 de 1.0 y 3.7 mg/m^3 . En el mes de junio de 1994 se observó un descenso muy marcado hasta 0.2 mg/m^3 para aumentar en el mes de julio (1.2 mg/m^3) y descender en agosto de 1994 (0.6 mg/m^3).

Estación 2

Los carotenoides para la Estación 2 fluctúan entre no detectables y 5.9 mg/m^3 , los valores máximos se observaron al principio del mes de marzo y en el mes de abril de 1994, mientras los valores más bajos (no detectables) se registraron en los meses de septiembre, parte de octubre y de noviembre de 1993. Durante septiembre y principios de octubre de 1993 no se detecta la presencia de este pigmento, fue hasta la segunda mitad del mes de octubre que se registran 0.2 mg/m^3 y a partir ese muestreo se inicia una fluctuación entre 0.2 y 0.1 mg/m^3 hasta el mes de enero de 1994. Para el mes de

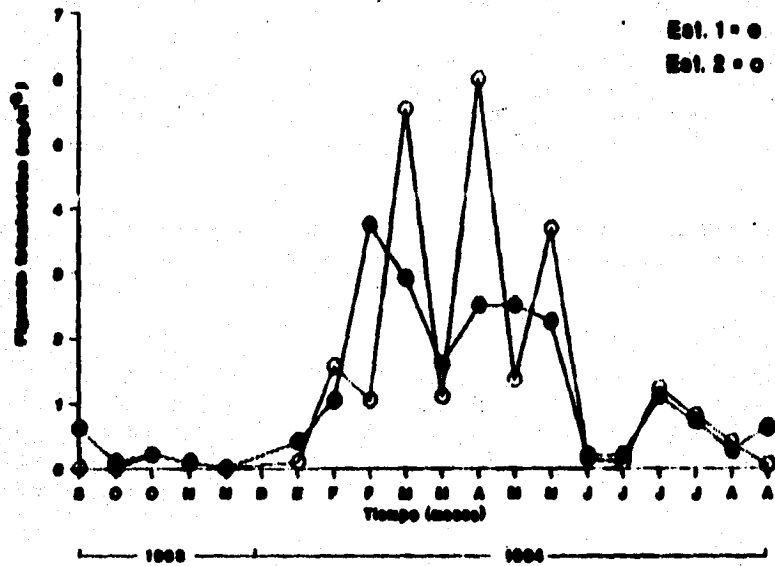


Fig. 9. Registros de carotenoides de agua superficial durante septiembre de 1963 a agosto de 1964.

febrero existe un incremento en la concentración de este pigmento (1.6 mg/m^3), pero no es sino hasta principios del mes de marzo de 1994 en que se observa un marcado incremento (5.5 mg/m^3), seguido de un descenso de 1.1 mg/m^3 en el segundo muestreo de marzo. En el mes de abril de 1994 se observó el máximo (5.9 mg/m^3) para decrecer (3.6 mg/m^3) a finales de mayo de 1994. Los siguientes valores registrados fueron en descenso para el mes de junio con 0.1 y 0.1 mg/m^3 continuando con un leve ascenso en el mes de julio 1.2 y 0.8 mg/m^3 y finalmente se observa una disminución en la concentración de carotenoides para los muestreo de agosto (Fig. 9).

La presencia de un máximo común entre las dos estaciones, esta presente en el mes de abril (Fig. 9), así mismo las dos estaciones presentaron tres picos en los meses de febrero (1), abril (15) y mayo (24) de 1994.

Es importante señalar que los máximos valores registrados para las clorofilas *a*, *b*, *c* y carotenoides para la Estación 1 se presenta en los meses de febrero, marzo, abril y mayo. Mientras la concentración de los máximos valores en la Estación 2 fueron durante los meses de marzo, abril y mayo. Así mismo, las dos estaciones de muestreo, presentan valores altos al inicio del ciclo de muestreo.

Feopigmentos

La distribución superficial de feopigmentos durante el ciclo anual se encuentran en el rango de 4.7 a 0.1 mg/m^3 para el 16 de octubre de 1993 y el 19 julio de 1994 respectivamente en la Estación 1. Por otro lado, la Estación 2 presenta una variación entre valores no detectables (1° de febrero) y 11.1 mg/m^3 (15 de abril de 1994).

Estación 1

Al inicio del muestreo (septiembre y octubre de 1993), se obtiene un valor constante de 0.9 mg/m^3 (Fig. 10). En la segunda mitad del mes de octubre de 1993 se registra el valor máximo (4.7 mg/m^3) del ciclo de muestreo. En los siguientes meses (noviembre de 1993, enero y febrero de 1994), la concentración de feopigmentos oscila sin grandes variaciones (entre 1.9 y 0.9 mg/m^3). Posteriormente se observa un incremento para el 11 de febrero y 6 de marzo de 1994 (3.8 y 4.2 mg/m^3), decreciendo hacia finales del mes de marzo (1.6 mg/m^3). Para los meses de abril y mayo de 1994 existe un incremento de 3.3 y 3.1 mg/m^3 . A principios del mes de junio de 1994 desciende la concentración a 1.0 mg/m^3 y para la segunda quincena del mes de junio y principios de julio de 1994, se observa un aumento en la concentración (1.1 y 1.4 mg/m^3).

Hacia finales del mes de julio se observó una disminución a 0.1 mg/m^3 y en el mes de agosto se registra un incremento a 1.0 y 1.5 mg/m^3 .

Estación 2

La distribución superficial de feopigmentos (Fig. 10) presenta un rango entre no detectable y 11.1 mg/m^3 para el 1 febrero y 15 de abril de 1994. La concentración de feopigmentos fue de 1.2 mg/m^3 para el 10 de septiembre de 1994, seguido de un descenso notable en el siguiente muestreo 0.5 mg/m^3 (octubre de 1993). Un primer máximo se presenta en la segunda parte del mes de octubre de 1993 con 7.1 mg/m^3 , pero en los muestreos del 5 y 19 de noviembre de 1993, 19 de enero, 1 y 11 febrero de 1994 (Fig. 10), se observa un descenso gradual hasta no ser detectable. Un acentuado incremento se presentó en los muestreos del 11 de febrero y 6 de marzo de 1994, (2.6 y 6.6 mg/m^3). Posteriormente se presenta una disminución en la concentración de feopigmento el 20 de marzo (0.8 mg/m^3) y el máximo de todo el ciclo fue registrado en abril de 1994 con 11.1 mg/m^3 . Durante el mes de mayo se presenta un descenso en la concentración de feopigmentos hasta 2.7 mg/m^3 (3 de mayo de 1994); continuando con un descenso aún más marcado para los siguientes meses restantes de muestreo (Tabla 4) hasta el mes de agosto de 1994 donde se obtuvo una concentración de 0.3 mg/m^3 .

Si bien se observa la presencia de 4 picos en las dos estaciones de muestreo (16 de octubre de 1993, 6 de marzo, 15 de abril y 6 de julio de 1994, fig. 10), a su vez las dos estaciones mostraron estos 4 picos y entre los demás muestreos son similares el comportamiento de feopigmentos en la Bahía de Mazatlán.

6. DISCUSION

6.1. Características Físico-Químicas

El comportamiento de la temperatura y salinidad para las dos estaciones de muestreo es similar, éstas presentan la misma oscilación durante el ciclo anual. Las amplitudes de temperatura registrados para la Bahía de Mazatlán concuerdan con lo obtenido por Rojas-Trejo (1984), quien reporta el intervalo de 17.2 a 32.7°C al igual que el registrado por Arenas-Fuentes y Flores-Verdugo (1991) con un intervalo de 19.9 a 31.5 °C. El intervalo de salinidad fluctuó entre 33 a 35 ‰ al igual que lo reportado por Rojas-Trejo (1984) con una oscilación de 32.43 a 35.47 ‰ y Arenas-Fuentes y Flores-Verdugo (1991) con valores de 33.30 a 35.00 ‰. La similitud entre las estaciones, confirma la homogeneidad de las masas de agua dentro de la bahía por medio de estos dos parámetros físicos (temperatura y salinidad). La cual se debe a las corrientes litorales de la región y al tipo de oleaje frente a Mazatlán (Montaño-Ley y Aldeco-Ramírez, 1986), factores que pueden contribuir a la homogeneización de las masas de agua. Lo anterior es reafirmado por Cabrera-Dueñas (1988), quien indica que el patrón de distribución del nivel del agua de velocidad de corrientes es homogénea en la Bahía.

6.2. Productividad primaria

La productividad primaria para las dos estaciones de muestreo presenta valores máximos en los meses de abril y mayo de 1994 (en la primavera). Cortés-Altamirano y Rojas-Trejo (1981), Rojas-Trejo, (1984) y Caballasi-Flores (1985) encuentran incrementos en las poblaciones fitoplanctónicas en primavera y otoño, lo cual probablemente sea debido a condiciones particulares de esta región, lo anterior viene a reafirmar la presencia de la alta concentración de clorofila *a* y por lo tanto, de la productividad primaria.

En relación a los valores de *I* donde se registra la máxima PB y PN para la Estación 1 (abril y mayo de 1994), ésta se presenta generalmente entre el 100 y 16% de *I*, siguiendo en la mayoría de los casos la relación descrita entre la fotosíntesis y la productividad (Abraján-Villaseñor y Alvarez-Borrego, 1987; Ryther 1956, Otero, 1981), es decir, presenta una *I* adecuada para la máxima fotosíntesis, el cual va a variar dependiendo de la variedad de pigmento fotosintético presente en el fitoplancton (Stemann-Nielsen, 1975).

Durante el ciclo anual muestreado la PB y PN en la Estación 2, presenta un máximo a principios del mes de mayo y octubre, existiendo fluctuaciones a lo largo de todo el muestreo. Este aumento en la PB y PN se puede deber al incremento en la población fitoplanctónica para esos meses de acuerdo a lo observado por Cortés-Altamirano y Rojas-Trejo (1981), Rojas-Trejo (1984) y Caballasi-Flores (1985). Este incremento corresponde a un aumento en la concentración de clorofila a registrado en este trabajo. Los máximos de PB y PN se presentaron entre el 100% y 59% de I .

Por otro lado, el pico presentado por cada Estación de muestreo no se presenta a la misma I , probablemente esto se deba a: la presencia de parches de diferentes de poblaciones de fitoplancton, edad, concentración de pigmento fotosintético (Parsons *et al.*, 1977), el cual está condicionado a los patrones de circulación de las corrientes superficiales y mezcla de las masas de agua dando condiciones ambientales particulares para esta zona (Cortés-Altamirano y Rojas-Trejo (1981) y Rojas-Trejo, (1984)) y diferentes estados fisiológico de desarrollo (Margalef, 1974). Condiciones que pueden afectar la actividad fotosintética del fitoplancton y por lo tanto su productividad.

El intervalo de intensidad luminosa de máxima PB y PN para la Estación 1 se presenta entre el 100 y el 16% de I , mientras que para la Estación 2 el intervalo de I fue entre el 100 y el 59% de I . Lo anterior tal vez indique, que dependiendo del tipo de fitoplancton presente y del estado fisiológico en el que se determine va a depender el uso de la intensidad luminosa.

Cuando muestras de agua son incubadas *in vitro*, se considera que el incremento de oxígeno en la botella clara es interpretada como una medida del carbón asimilado por el fitoplancton (productividad neta). El consumo de oxígeno en la botella oscura es considerada como una medida de la respiración y la suma de estos dos valores es considerada como la asimilación total de carbón, es decir, la productividad bruta (Bougis, 1976). Dada esta definición es de esperarse que el fitoplancton en la columna de agua a moderadas intensidades luminosas, pueda estar produciendo material orgánico (azúcares, grasas y proteínas) para su actividad metabólica y durante este proceso este liberando oxígeno, por lo tanto la PN es mayor (valores mayores a cero) a la respiración. A altas intensidades luminosas se produce la fotoinhibición en el fitoplancton (por la fotoxidación de las enzimas), pero al disminuir la intensidad luminosa, el fitoplancton disminuye la actividad fotosintética ya que la luz es el factor más importante para la fotosíntesis (Ryther, 1956). Al ir disminuyendo progresivamente la cantidad de luz, existe un punto donde la fotosíntesis y la respiración son iguales. Este es denominado como punto de compensación y por debajo de éste la fotosíntesis es mínima, predominando el proceso respiratorio. Por lo tanto los valores de respiración serán mayores que los de la PN.

Gómez-Aguirre (1981), presenta datos negativos de PB y PN, explicándolos como resultados de comportamiento fisiológico (la fotooxidación de las enzimas ya que estas se ven alteradas por la temperatura y la cantidad de luz, provocando cambios en la actividad fotosintética y respiratoria), de los elementos del ultranoplancton o del nanoplancton (considerados como los principales organismos en la fotosíntesis) que responden a inhibición y disparos de la actividad fotosintética en condiciones de botella clara y oscura o la actividad fotosintética es afectada por acción de gases en los volúmenes de las incubaciones. Calvario y de la Lanza (1981), indican que utilizando el método de evolución de oxígeno es posible tener valores de productividad negativa donde la respiración es superior a la fotosíntesis.

La presencia de valores negativos en la productividad bruta (al evaluar los cambios en la concentración de oxígeno en botellas claras y oscuras), es mayor la concentración de oxígeno en las botellas claras que en las botellas oscuras, por lo tanto los valores negativos para la PB son resultados de la suma algebraica del valor de la PN menos la R. Por otro lado; existen pocos valores negativos de PB en relación a todos los datos obtenidos. Algunos autores lo considerarían como un error al método Steemann-Nielsen (1963), UNESCO (1976), Merino-Ibarra, con. pers. Sin embargo durante la investigación se consideraron cada una de las posibles fuentes de error al método empleado y se trato de disminuir éste; entre los errores considerados podemos citar: 1) Homogeneidad durante la colecta y distribución de muestras de agua en las botellas, (Kelley, 1976; Rojas-Trejo, 1984; Merino-Ibarra, coms. per.) y allí puede iniciar la variabilidad en el parámetro muestreado. Sin embargo, la distribución homogénea de la muestra de agua se corroboró al determinar y obtenerse una precisión muy alta en la determinación de oxígeno en las botellas incubadas obteniendo un CV = 0.15 %.

2) El confinamiento de los organismos en botellas (UNESCO, 1976) durante la incubación, alteran el metabolismo del fitoplancton ya que los movimientos de agua son cesados evitando la disponibilidad de gases que pudieran limitar su desarrollo. Diversos autores (Davies y Williams, 1984; Lara-Lara y Valdés-Holguín, 1988; Abrajan-Villaseñor y Alvarez-Borrego, 1987; Arenas-Fuentes y Flores-Verdugo, 1991; Millán-Núñez et al., 1992) han realizado incubaciones *in situ* en incubadores artificiales sin ningún de problema. Por lo que no se considera como una posible fuente de error al método.

3) Presencia de materia orgánica en las muestras de agua colectada. A lo largo del ciclo muestreado, únicamente se registró la presencia de materia orgánica como un dato cualitativo, por otro lado en la mayoría de las colectas de muestra de agua se observa la presencia de material suspendido, presentando un mayor tamaño de partícula la Estación 2 en comparación con la Estación 1. Este hecho pudiera disminuir la

concentración de oxígeno en las botellas (claras y oscuras) debido a que la materia orgánica puede ser oxidada por bacterias (Lizarraga y Bianchi, 1988), y como efecto de este proceso existiría un incremento en la concentración de CO_2 y un descenso en la concentración de oxígeno. Sin embargo, la actividad bacteriana que pudiera presentarse dentro las botellas no se manifiesta debido a la presencia de altos valores de concentración de oxígeno disuelto en las botellas claras y oscuras. Por lo tanto las bacterias que se pudieran presentar durante el experimento no interfieren en la determinación de concentración de oxígeno en este experimento.

4) Intervalos de incubación cortos y bajas concentraciones de organismos han sido considerados como problemas en la estimación de la productividad primaria (Ryther y Vaccaro, 1954). Los intervalos de 3 a 5 h ha sido un período adecuado para la estimación de la productividad primaria de acuerdo a Lara-Lara y Alvarez-Borrego (1975), Bougis (1976), Marra (1978) y Arenas-Fuentes y Flores-Verdugo (1991). El intervalo de incubación se considerará adecuado porque durante los muestreos realizados existen diferencias significativas entre las botellas iniciales, claras y oscuras a lo largo del ciclo anual, indicando una gran precisión en el método empleado. En relación a las bajas concentraciones de organismos planctónicos la concentración de clorofilas *a*, *b*, *c*, carotenoides y feopigmentos se encuentran dentro del rango indicado por Arenas-Fuentes y Flores-Verdugo (1991), lo cual no es un factor que pudiera afectar al proceso de estimación de la productividad primaria.

5) Otra posible fuente de error podría ser la presencia de burbujas de aire en las botellas durante el experimento (Steemann-Nielsen, 1963; UNESCO, 1976), situación que se presentó en algunas ocasiones. Estas determinaciones eran descartadas cuando se realizaban los cálculos debido a que eran datos muy diferentes al de las otras repeticiones, por lo que no se consideró como una fuente de error en el método.

Dada las precauciones tomadas anteriormente para la evaluación de concentración de oxígeno se registraron errores estándares y coeficientes de variación pequeños para la PB, PN y R. Sin embargo existió la presencia de algunos valores negativos para la PB y PN, no considerándolo como un error en el método y éstos pueden deberse a la condición heterótrofa (R mayor que PB y PN), ya que como se verá adelante los procesos de respiración y degradación dominan sobre los productivos. No todos los valores fueron negativos, ya que los valores de PN se encuentran dentro del rango presentado por diferentes autores y en algunos casos es superior.

Al observar las curvas de productividad (PB y PN) vs. intensidad luminosa para las dos estaciones muestreadas se registran 2 condiciones: 1) aquellos donde se presenta fotoinhibición y 2) el valor máximo se presenta al 100% de I.

1) Fotoinhibición Óptima a intensidades menores del 100%.

Existen casos (para la Estación 1: 20 de enero, 1° de febrero de 1994 y para la Estación 2: 5 de noviembre, 19 de agosto de 1994). Las variaciones de la productividad probablemente sea de tipo fisiológico, ya que como lo demuestran los valores de temperatura y salinidad, estos son semejantes en la bahía por lo que la variación en la actividad fotosintética no es afectada por estos cambios.

Se ha visto que para el fitoplancton de superficie la irradiancia de medio día generalmente tiene efectos de fotoinhibición, (Abrajan-Villaseñor y Alvarez-Borrego, 1987). Otra explicación es el posible acondicionamiento de las células a menores intensidades de luz que al ser transportadas a la superficie por mezcla sufren fotoinhibición, lo que ocasiona un valor menor de fotosíntesis (Muñoz-Anderson y Millán-Núñez, 1991).

Se ha encontrado una variedad de respuesta fotosintética (Ryther, 1956) a la intensidad de la luz de diferentes grupos taxonómicos (Clorofitas, Diatomeas y Dinoflagelados), es decir la intensidad de la luz adecuada para la máxima fotosíntesis es diferente para los grupos de fitoplancton arriba mencionados. La irradiancia óptima encontradas en este trabajo para la Estación 1 fue entre el 100 y el 16% de I mientras que para la Estación 2 osciló entre el 100 y el 59% de I. Estas variaciones tal vez se pueden atribuir a diferencias entre grupos de fitoplancton y del estado fisiológico ya que sólo en un muestreo (15 de abril de 1994) se tuvo una concentración de clorofila *c* diferente al comportamiento que se había estado presentando para el caso de las clorofilas.

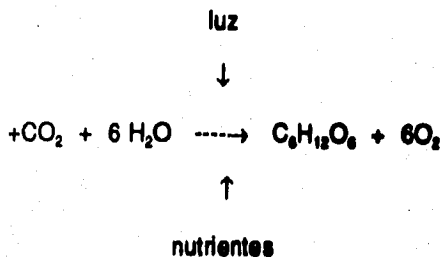
2) Máximo fotosintético al 100% de I.

Cuando el máximo de PB y PN se presenta al 100% de I, los demás valores de productividad descienden de acuerdo al descenso de la I, éstos máximos para la Estación 1 se encuentran en los muestreos del 10 de septiembre, 2 de octubre, 19 de noviembre de 1993, 20 de enero y 15 de abril de 1994 mientras que para la Estación 2 se establecieron el 16 de octubre de 1993, 20 de marzo, 19 de julio y 1° de agosto de 1994.

El rango de I en que se presentaron los máximos pueden ser debido a la utilización de la luz por los diferentes grupos de fitoplancton presente (Ryther, 1956), dada la variación de proporción de varios pigmentos fotosintéticos, indicando diferentes tipos de grupos de fitoplancton superficial que pueden tener células adaptadas a la luz con alta capacidad fotosintética que aquellas adaptadas a la sombra (Falkowski, 1981) que pudieran llegar a la superficie por procesos de mezcla.

Se ha visto (Raymont, 1980) que a altas intensidades de luz no existe un efecto inhibitorio marcado debido a que consideran la ausencia de luz ultravioleta, la cual puede ser potencialmente limitante para el fitoplancton. Pero también se le puede atribuir el hecho de que el fitoplancton presente un acondicionamiento de las células a altas temperaturas óptimas (el que no altere la actividad enzimática de la fotosíntesis) y carezca de luz inhibitoria (Raymont, 1980).

Datos reportados por otros autores cercanos a la región de estudio muestran sus resultados en $\mu\text{g C/m}^3/\text{h}$ por lo que los valores máximos y mínimos de PB, PN y R son transformados a estas unidades utilizando un PQ=1 para PB y PN y un RQ=1 para la R de acuerdo a lo estipulado por Falkowski (1981) y considerando la relación estequiométrica siguiente .



PB	PN	R
----	----	---

Este trabajo
(1993-1994)

-63.00-239.04 -129.36-191.16 -2.76-157.56

**Gómez-Aguirre
(1981)**

isla San José	114.58	250.00
isla Sta. Catalina	sin valor	869.70
isla Carmen	40.32	28.20
isla San Idelfonso	61.47	30.75
isla San Esteban	25.00	37.50

PRODUCTIVIDAD máx. mín.

Calvario y de la Lanza (1981)

Isla Isabel	0.05	7.60
-------------	------	------

Otero-Dávalos (1981)

Bahía de Chamela	0.06	9.48
------------------	------	------

Gilmartin y Revelante (1977)

Bahía de Guaymas	44.00	167.00
Bahía de Yávaros	29.00	103.00
Bahía de Ohuirá	70.00	121.00
Bahía de Sta. María	42.00	115.00
Estero de Urías	34.00	160.00

De acuerdo a los valores reportados para la zona adyacente a la Bahía de Mazatlán, por los autores arriba mencionados se observa que los valores de PB y PN obtenidos en este trabajo, están dentro de rangos previamente reportados. La PN mostró valores negativos, los cuales indican una baja actividad fotosintética en relación al consumo de oxígeno (respiración). Con respecto a los valores negativos de PB, se volverían a presentar si únicamente se tuvieran las mismas condiciones de temperatura, salinidad, concentración y tipo de fitoplancton

6.3 Respiración

En relación a la respiración, la Estación 1 presenta un aumento notable durante el mes de marzo y a principios del mes de junio. Durante el transcurso del año la respiración oscila principalmente en el rango comprendido entre 0.00 a 2.00 $\mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1}$

h^{-1} . La Estación 2, presenta un incremento importante en el mes de octubre de 1993, junio y abril de 1994, siendo el máximo de abril correspondiente con el segundo máximo registrado en la Estación 1. El incremento sufrido por la respiración tal vez se deba a una interacción del zooplancton fitófago (Cortés-Altamirano y Rojas-Trejo, 1981) con el fitoplancton en el área de estudio y de acuerdo a los valores de PB y PN se observan un valor superior de respiración tal vez dado por condiciones heterótrofas del sistema.

Como se ha mencionado anteriormente en las estaciones muestreadas existe un mayor aporte de la R que de la PN a la PB, en algunas ocasiones (tablas 5 y 6). Como se ha señalado en la introducción, la Bahía de Mazatlán esta considerada como una bahía eutrófica (Mee, et al, 1984), permitiendo el desarrollo del fitoplancton. Por otro lado, la respiración fue calculada utilizando el valor de la botella inicial menos la botella oscura y como puede observarse en el anexo 4, estos valores son similares en algunos casos, debido a la base algebraica expuesta anteriormente. Pero también se considera a la zona de estudio como un sitio adecuado para mantener a larvas de organismos en sus primeros estadios de vida, lo cual tal vez al incremento de esta elevada tasa de respiración en la zona.

6.4 Número de asimilación

El número de asimilación (NA) se presentó en la escala de -1.12 a $5.51 \mu\text{mol O}_2 / (\mu\text{g Cl a h})^{-1}$. Cuando el valor de PB es mayor al presentado por la clorofila *a*, se obtienen valores mayores de NA. De acuerdo a lo reportado por Falkowski (1981) el valor teórico de NA es de $2.0 \mu\text{mol O}_2 / (\mu\text{g Cl a h})^{-1}$ y raramente es mayor. En el trabajo reportado por Muñoz-Anderson y Millán-Núñez, 1991 reportan un valor superior ($2.64 \mu\text{mol O}_2 / (\mu\text{g Cl a h})^{-1}$) al registrado por Falkowski (1981) indicando que este valor es debido a las condiciones óptimas de luz, temperatura y nutrientes. Mientras Ryther y Yentsch (1957) proporcionan un valor de $0.39 \mu\text{mol O}_2 / (\mu\text{g Cl a h})^{-1}$ y el reportado por Williams y Purdie (1991) fluctúa entre 0.15 a $1.06 \mu\text{mol O}_2 / (\mu\text{g Cl a h})^{-1}$.

Con base a estas referencias y comparando con los resultados obtenidos, los valores de número de asimilación de las dos estaciones de muestreo concuerdan con lo reportado en la literatura. Estos son cercanos a este valor en las incubaciones realizadas para el mes de abril en la Estación 1 y para el mes de mayo en la Estación 2, indicando las mejores condiciones para el óptimo funcionamiento del fitoplancton. Los valores negativos de NA se deben al valor negativo de PB obtenido, lo cual indica que no se detecta eficiencia de parte del fitoplancton y que el proceso predominante se debió principalmente a la Respiración.

Se observó una mayor eficiencia del fitoplancton conforme descendía la intensidad de la luz. Dicha respuesta depende de las condiciones fisiológicas a las que esta sometida la población, la que a su vez depende de la presencia de diferentes cantidades de una o más enzimas involucradas en la fotosíntesis (Steeman-Nielsen, 1952). Otros factores involucrados pudieran ser la adaptación a niveles de luz no muy altos, el descenso de nutrientes y a ciertos factores ecológicos tales como la competencia, tamaño de la población, depredación, etc. Sin embargo existieron máximos al 100% de I posiblemente por que las poblaciones de fitoplancton superficiales están caracterizadas por tener un NA alto mientras que las células adaptadas a la sombra por tener una menor I tienen una alta utilización de la luz (Falkowski, 1981).

A pesar de las diferencias presentadas durante todo el muestreo los NA más altos se encuentran cuando altos valores de PB fueron obtenidos independientemente de la concentración de clorofila a . De esta manera es la capacidad fotosintética del fitoplancton (a nivel fisiológico Margalef, 1974, Steeman-Nielsen, 1952), la que determina una mayor o menor productividad del fitoplancton y no la cantidad de biomasa presentada (Falkowski, 1981).

Se ha mencionado que el número de asimilación raramente excede el máximo teórico ($2.0 \mu\text{mol O}_2/\mu\text{g (Cl a h)}^{-1}$) reportado por Falkowski (1981), sin embargo existió un caso (2 de octubre de 1993 al 100% de I para la Estación 2) en donde se obtuvo un valor de $5.51 \mu\text{mol O}_2/\mu\text{g (Cl a h)}^{-1}$, indicando la máxima eficiencia fotosintética que pudieron tener 0.08 mg/m^3 de clorofila a . Pero este valor puede decrecer debido a que algunas especies de fitoplancton ajustan su contenido de clorofila a en respuesta a las variaciones en la I del ambiente (Falkowski, 1981), existiendo dos tipos:

- 1) Las diatomeas, Chrysophyta y dinoflagelados varían en el contenido de clorofila a celular asociados a cambios en el tamaño y no en el número de la unidad fotosintética.
- 2) Las Chlorophyta tienen cambios en la cantidad de clorofila a asociados a cambios en el número y no en el tamaño de la unidad fotosintética.

La presencia de valores superiores a los reportados por otros autores pueden ser debido: a) condiciones óptimas de los organismos para el desarrollo de la población, concentración de pigmentos (Muñoz-Anderson y Millán-Núñez, 1991) y/o b) por que uno de los valores reportados por Ryther y Yentsch (1957) es un valor promedio que ellos indican.

6.5. Pigmentos Fotosintéticos

Los pigmentos presentaron 2 tipos de incrementos en primavera (febrero, marzo, con un máximo en abril) y en otoño (octubre). Los máximos registrados para las Estaciones 1 y 2, probablemente correspondan: 1) a la surgencia primaveral fitoplanctónica (marzo a mayo) reportada por Arenas-Fuentes y Flores-Verdugo (1991), debido al incremento de las poblaciones fitoplanctónicas durante la primavera y verano (Caballasi-Flores, 1984), 2) a los máximos de abundancia fitoplanctónica promedio presentada por Rojas-Trejo (1984) durante marzo, noviembre y julio y 3) los máximos tal vez sean consecuencia de la presencia de la marea roja que se registro durante esos meses.

El intervalo global de clorofila *a* (0.1 a 5.1 mg/m³), *b* (0 a 1.3 mg/m³), *c* (0 a 7.23 mg/m³) y carotenoides (0 a 6 mg/m³), estos valores concuerdan con lo registrado por Arenas-Fuentes y Flores-Verdugo (1991 clorofila *a* [0.0 a 18.7 mg/m³], *b* [0 a 15 mg/m³], *c* [0 a 7.2 mg/m³] y carotenoides [0 a 6.4 mg/m³]). La distribución de los picos de concentración de clorofila *a* en las dos estaciones de muestreo presentan un comportamiento similar. Lo anterior tal vez viene a reafirmar la homogeneidad presentada por las masas de agua en la Bahía de Mazatlán dada por los parámetros físicos registrados (temperatura y salinidad).

La presencia de uno u otro tipo de pigmento permite vislumbrar lo grupos de fitoplancton presentes: entre los que podemos encontrar: Chlorophyta y Euglenophyta (con clorofila *b*, Dawes, 1986), las cuales se caracterizan por ser escasas en la Bahía (Rojas-Trejo, 1984). Los grupos de Chrysophyta, Pyrrhophyta y Cryptophyta (clorofila *c* Dawes, 1986). Existe una mayor concentración de este tipo de pigmento en relación a la clorofila *a* como ha sido mencionado por Rojas-Trejo (1984) y Caballasi-Flores (1985) quienes indican una mayor dominancia de diatomeas para la Bahía de Mazatlán a través del año en relación a otros grupos de fitoplancton existentes. La presencia de Chrysophyta y Pyrrhophyta (carotenoides, Dawes, 1986) con la presencia de un pico similar entre las dos estaciones, el cual probablemente corresponde a la mayor concentración fitoplanctónica reportado para la Bahía durante la primavera y el otoño.

Para los feopigmentos, Arenas-Fuentes y Flores-Verdugo (1991) reportan un intervalo de 0.30 a 12.70 mg/m³, en cuyo rango se encuentran los valores obtenidos en este trabajo (0.15 a 11.12 mg/m³). Una vez más se presenta una similitud entre los máximos de feopigmentos en la Bahía, esto tal vez pueda indicar una igualdad en relación a la degradación de pigmentos fotosintéticos o de las condiciones heterótrofas presentadas en las dos zonas de muestreo debido a las altas concentraciones de feopigmento presente.

Las pequeñas diferencias presentadas por los pigmentos entre las dos estaciones pudo ser debido a la diferencia de grupos fitoplanctónicos presentes en una u otra zona. Esta situación probablemente sea consecuencia de condiciones físicas de las masas de agua a través del ciclo anual (García-Pamanés, 1981; Rojas-Trejo, 1984). Cambios en la temperatura y salinidad, por mezcla de agua superficial debido a la acción de los vientos (Pastén-Miranda, 1981), propiciando el intercambio de masas de agua, regeneración de nutrientes por el fitoplancton (García-Pamanés, 1981) y a condiciones biológicas tal como la presencia de una entrada de poblaciones fitoplanctónicas provenientes del Estero de Urías (Rojas-Trejo, 1984) hacia la Bahía de Mazatlán.

Margalet (1974), realizó un estudio en el cual basándose en una mayor concentración de clorofila *b*, *c* y carotenoides con relación a la concentración de clorofila *a*, determina que el fitoplancton se encuentra en una etapa más avanzada de sucesión y por lo tanto se vuelve menos productivo, considerando el estado fisiológico de los organismos y su condición de crecimiento. En este caso únicamente existe un valor superior de concentración de clorofila *c* y carotenoides, pero realmente no se puede indicar si estos valores son realmente diferentes al valor de concentración de clorofila *a* debido a la ausencia de repeticiones. Los cambios en la concentración de clorofilas involucran la importancia de los principales pigmentos

7. CONCLUSIONES

Los valores de temperatura, salinidad y pigmentos fotosintéticos para las dos estaciones de muestreo indican cierta homogeneidad en las masas de agua, probablemente sea debido a los procesos de mezcla locales que se presentan en la zona.

Los valores de pigmentos fotosintéticos, PB, PN, R y NA concuerdan con datos reportados para la zona aledaña a la Bahía de Mazatlán.

La estimación de la productividad primaria es alta durante la primavera y el otoño, donde la productividad neta es superior al valor de la respiración, existiendo condiciones heterótrofas entre estos dos períodos para las dos estaciones de muestreo.

Los valores máximos de PB y PN se encuentran entre el 100 y 16% de I para las dos estaciones de muestreo, presentándose dos situaciones particulares: 1) fotoinhibición a alta intensidad de la luz y el valor máximo de PB y PN se registra a intensidades luminosas moderadas y 2) el valor máximo de PB y PN se registra al 100% de I. Los mínimos de PB y PN se presentan a bajas intensidades de luz en la mayoría de los casos.

La presencia de aguas negras no afecta la PB y PN (en relación a los valores obtenidos a lo largo del transcurso de la investigación).

El número de asimilación tiene una mayor eficiencia fotosintética a moderadas intensidades de luz y es independientemente de la concentración de clorofila a .

LITERATURA CITADA

- Abrajan-Villaseñor, I. y S. Alvarez-Borrego. 1987. Relación fotosíntesis-Irradiancia de fracciones de tamaño del fitoplancton de verano de una Laguna Costera del Noroeste de Baja California. Ciencias Marinas. 13(3): 49-62.
- Alvarez-Borrego, S., J.R. Lara-Lara y M.J. Acosta-Ruiz. 1977. Parámetros relacionados con la productividad orgánica primaria en dos antiestuarios de Baja California. Ciencias Marinas. 4(1): 12-22.
- Alvarez-Borrego, S. and G. Gaxiola-Castro. 1988. Photosynthetic parameters of northern Gulf of California phytoplankton. Continental Shelf Research. 8(1): 37-47.
- Arenas-Fuentes, V. y F.J. Flores-Verdugo., (Coord.). 1991. Ecología de los manglares, productividad acuática y perfil de comunidades en ecosistemas lagunares-estuarinos de la Costa Noroccidental de México. Parte 1: Ensenada de Pabellón, Bahía de Altata y Bahía de Mazatlán. Informe técnico. DGAPA. Clave: IN- 202389. 350 p.
- Babin, M. A. Morel and R. Gagnon. 1994. An incubator designed for extensive and sensitive measurements of phytoplankton photosynthetic parameters. Limnology and Oceanography. 39(3): 694-702.
- Berger, W.H., V.S. Smetacek and G. Wefer. 1989. Productivity of the Ocean: Present and Past. John Wiley and Sons. Great Britain.
- Bougis, P. 1976. Marine Plankton Ecology. North-Holland Publishing. Netherland.
- Bryan, J.R., J.P. Riley and P.J. LeB. Williams. 1976. A Winkler procedure for making precise measurement of oxygen concentration for productivity and related studies. Journal of Experimental Marine Biology and Ecology. 21: 191-197.
- Caballasi-Flores, P. 1985. Comparación fitoplanctónica de la Bahía de Mazatlán y Estero de Urfas. Sinaloa, México. 1981. Tesis Profesional. E.N.E.P.-Iztalaca. UNAM.

- Cabrera-Dueñas, H. 1988. Modelación hidrodinámica numérica del Puerto de Mazatlán y sus proximidades. Escuela Superior de Ciencias Marinas. Universidad de Colima.
- Cajal-Medrano, R., E. Mitrani-Abenchuchan y M. Castro-Delgado. 1991. Sistema fotoeléctrico para titulaciones de oxígeno disuelto con alta precisión y su aplicación en oceanografía biológica. Hidrobiológica, 1(2): 11-20.
- Calvario-Martínez, O. y De la Lanza, G. 1981. Productividad primaria y productos de excreción en el Noroeste de la Isla Isabel, México. VII Simposio Latinoamericano Sobre Oceanografía Biológica, Acapulco, México. 155-170.
- Carpenter, J.H. 1965. The accuracy of the Winkler method for dissolved oxygen analysis. Limnol. Oceanogr. 10:135-140.
- Carrit, D.E. and J.H.Carpenter. 1966. Comparison and an evaluation of currently employed modifications of the Winkler method for determining dissolved oxygen in seawater: A NASCO report. Journal of Marine Research, 24:286-318.
- Chisholm, S.W. 1992. What limits phytoplankton growth?. Oceanus, 35(3): 36-46.
- Cortés-Altamirano, R. y S. Rojas-Trejo. 1981. Variación estacional de comunidades fitoplanctónicas de la Bahía de Mazatlán, Sinaloa, México (1980). VII Simposio Latinoamericano Sobre Oceanografía Biológica, Acapulco, México. 219-240.
- Cortés-Altamirano, R. 1984. Mareas Rojas producidas por el ciliado Mesodinium rubrum (Lohmann), en el area litoral de Mazatlán, Sinaloa, México. Biotica 9(3): 259-269.
- Contreras-Espinosa, F. 1993. Ecosistemas Costeros Mexicanos. CONABIO, UAM-Iztapalapa. México
- Contreras-Espinosa, F. 1981. Algunos índices de productividad primaria en la Laguna de Tamiahua, Veracruz, México. VII Simposio Latinoamericano Sobre Oceanografía Biológica, Acapulco, México. 183-200.

- Davis, J.M. and P.J.LeB. Williams. 1984. Verification of ^{14}C and O_2 derived primary production measurements using an enclosed ecosystem. Journal of Plankton Research. 24:266-474.

- Dawes,C.J. 1986. Botánica Marina. Limusa. México.

- Falkowski, P.G. 1983. Light-shade adaptation and vertical mixing of marine phytoplankton: A comparative field study. Journal of Marine Research. 41(2): 215-237.

- Falkowski, P.G. 1981. Light-shade adaptation and assimilation numbers. Journal of Plankton Research. 3(2): 203-216.

- Fitzwater, S.E., G.A. Knaver and J.H. Martin. 1982. Metal contamination and its effect on primary production measurements. Limnology Oceanography. 27:544-551.

- Flores-Verdugo, F.J. 1985. Aporte de materia orgánica por los principales productores primarios a un ecosistema lacunar: estuario de boca sfilera. Tesis Doctoral. U.A.C.P.C.C.H. ICMyl. UNAM.

- Ford, R.F. y W. E. Hazen. 1972. Readings in Aquatic Ecology. W.B. Saunders. U.S.A.

- García, E. 1973. Modificaciones al sistema de clasificación climática de Köppen (para adaptarlo a las condiciones de la República Mexicana). Instituto de Geografía. UNAM. 246 pp.

- Gaarder, T. and M. H. Gran. 1927. A investigations of the production of plancton in the Oslo fjord. Rapp. V. Reun-Cons. Perm. Int. Explor. Mer. 42: 1-48.

- García-Pamanés, J. 1981. El fitoplancton de la porción oriental de la Bahía de La Paz, B.C.S. durante primavera y verano. VII Simposio Latinoamericano Sobre Oceanografía Biológica. 201-216.

- Gilmartin, M. and N. Revelante. 1978. The Phytoplankton characteristics of the Barrier Island Lagoons of the Gulf of California. Estuarine and Coastal Marine Science. 7(1): 29-47.
- Goterman, H.L., R.S. Clymo and M.A.M. Ohnstand. 1978. Methods for Physical and Chemical Analysis of Fresh Water. Blackwell Scientific Publications. Great Britain.
- Gómez-Aguirre, S. 1981. Microplankton y ensayos de producción primaria en el sector occidental del Golfo de California (jun-jul. 1979). VII Simposio Latinoamericano sobre Oceanografía Biológica. Acapulco, Guerrero. 141-154.
- Grande, K.D., P.J. LeB. Williams, J. Marra, D.A. Purdie, K. Heinemann, R.W. Eppley and M.L. Bender. 1989. Primary production in the North Pacific gyre: a comparison of rates determined by the ^{14}C , O_2 concentration and ^{18}O methods. Deep-Sea Research. 36(11): 1621-1634.
- Guido-Sánchez, S.C. 1985. Aspectos ecológicos de la comunidad de esponjas de la Bahía de Mazatlán, Sinaloa. Tesis de Licenciatura. Escuela de Biología. Universidad Autónoma de Guadalajara. 103 pp.
- Jeffery, G.H., J. Basset; J. Mendham and R.C. Denney. 1989. Vogel's Textbook of quantitative chemical analysis. P 5 ed. Longman Scientific Technical. Great Britain.
- Joiris, C. and A. Bertels. 1985. Incubation under fluctuating light conditions provides values much closer to real in situ primary production. Bulletin of Marine Science. 17(2): 620-624.
- Kazmier, L.J. y A. Díaz-Mata. 1992. Estadística aplicada a administración y economía. Mc Graw-Hill. México.
- Kelley, J.C. 1976. Sampling the sea. In: Cushing, D.H. y J. Walsh (eds.). The Ecology of the Seas. Blackwell Scientific Publishers. Oxford, Great Britain.
- Krebs, Ch. J. 1985. Ecología. Estudio de la Distribución y la Abundancia. Harla. México.

- Lara-Lara, J.R. y S. Alvarez-Borrego. 1975. Ciclo anual de clorofilas y producción orgánica primaria en bahía San Quintín, B.C. Ciencias Marinas. 2(1):77-97.
- Lara-Lara, J.R. y J.E. Valdez-Holguín. 1988. Biomasa y productividad primaria del Golfo de California por fracción de tamaños durante primavera de 1984. Ciencias Marinas. 14(1): 1-14.
- Lizarraga-Partida, M.L., R. Carballo-Cruz, E.B. Izquierdo-Vicuña, R.R. Colwell e I. Wong-Chang. 1987. Bacteriología de la Laguna de Términos, Campeche, México. Anales del Instituto de Ciencias del Mar y Limnología. (2): 97-100
- Margalet, R. 1974. Modelos experimentales de fitoplancton nuevas observaciones sobre pigmentos y fijación de carbono inorgánico. Investigación Pesquera. 26: 195-203.
- Marra, J. 1978. Effect short-term variations in light intensity on photosynthesis of a marine phytoplanker: A laboratory simulation study. Marine Biology. 46(3): 191-202.
- Marra, J. 1978. Phytoplankton photosynthetic response to vertical movement in a mixed layer. Marine Biology. 46(3): 203-208.
- Mc Connaughey, B.H. and R. Zottoli. 1978. Introduction to Marine Biology. Mosby Co. U.S.A.
- Mee, L.D., R. Cortés-Altamirano and L.M. García de la Parra. 1984. Di-nitrogen fixation in a eutrophic bay. Estuar. Coast. Shelf. Sci. 19:477-483.
- Millán-Núñez, R., R. Cajal-Medrano, E. Santamaría del Angel y E. Millán-Núñez. 1992. Productividad primaria y clorofila a en la parte central del Golfo de California (Otoño 1987). Ciencias Marinas. 19(1): 29-40.
- Montaño-Lev, Y. y J. Aldeco-Ramírez. 1986. Estudio de refracción del oleaje frente a zona centro-sur de Mazatlán, Sinaloa, México. An. Inst. Cienc. del Mar y Limnol. U.N.A.M. 13(3): 57-72.

- Muñoz-Anderson, M. y R. Millán-Núñez. 1991. Variación anual de la productividad del fitoplancton en el estero de Punta Banda, Baja California. Ciencias Marinas. 17(2):57-70.
- Otero-Dávalos, I. 1981. Ciclo estacional de la producción primaria en la Bahía de Chamela, Jalisco, México. VII Simposio Latinoamericano sobre Oceanografía Biológica. 171-182.
- Parsons, T.R., M. Takahashi and M.B. Hargraves. 1977. Biological Oceanographic Processes. 2a. ed. Pergamon Press. Oxford, Great Britain..
- Parsons, T.R., Y. Maitia and C.M. Lalli. 1984. A manual of chemical and biological methods for seawater analysis. Pergamon Press. Great Britain.
- Pastén-Miranda, N. 1981. Fitoplancton primaveral de la Bahía de Puerto Libertad, Sonora, México. VII Simposio Latinoamericano Sobre Oceanografía Biológica, Acapulco, México. 241-264.
- Raymont, J.E.G. 1980. Plankton and Productivity in the oceans. Pergamon Press. Great Britain.
- Riley, J.P. and R. Chester. 1989. Introducción a la Química Marina. AGT Editor. México.
- Robles-Jarero E.G. 1985. Productividad primaria del fitoplancton y distribución tempororo-espacial de pigmentos fotosintéticos (Clorofila a y feopigmentos) en el Estero de Urías durante un ciclo anual. Tesis Profesional. Univesidad Autónoma de Guadalajara.
- Roden, G.I. 1958. Oceanographic and meteorological aspects of the Gulf of California. Pacific Science. 12(1):21-45.
- Roden, G.I. and W.Groves. 1959. Recent oceanographic investigations in the Gulf of California. Journal of Marine Research. 18(1):10-35.

- Rojas-Trejo, S.P. 1984. Ciclo anual del fitoplancton de la Bahía de Mazatlán, Sinaloa, México (1980). Escuela de Biología. Tesis Profesional. Universidad Autónoma del Estado de Morelos.

- Ryther, J.H. 1956. Photosynthesis in the ocean as a function of light intensity. Limnology and Oceanography. 1:61-70.

- Ryther, J.H. and C.S. Yentsch. 1957. The estimation of phytoplankton in the ocean from chlorophyll and light data. Limnology and Oceanography. 2: 261-266.

- Sandgren, C. D. 1988. Growth and reproductive strategies of freshwater phytoplankton. Cambridge University Press. E.U.A.

- Santoyo-Reyes, H. 1993. Fitoplancton y productividad de las lagunas costeras. In: Figueroa-Torres, M.G., C. Alvarez-Silva, A. Esquivel-Herrera, M. E. Ponce-Márquez (eds). Fisicoquímica y Biología de las Lagunas Costeras Mexicanas. Universidad Autónoma Metropolitana.

- Secretaría de Marina. 1974. Estudio geográfico de Mazatlán, Sinaloa. Dir. Gral. Oceanogr. Señal. Marit.

- SHPyT. 1990. Mazatlán Monografía. Dirección de Estadística y Estudios Económicos de la Subsecretaría de Ingresos de la Secretaría de Hacienda Pública y Tesorería. Gobierno del Estado de Sinaloa. 197 pp.

- Steemann-Nielsen, E. 1952. The use of radioactive carbon (^{14}C) for measuring organic production in the sea. J. Cons. Int. Explor. Mar. 16:117-140.

- Steemann-Nielsen, E. 1963. Productivity, definition and measurement. In: Hill, M.N.; E.D. Goldberg; C. O'D. Iselin y W.H. Munk.(eds.). The Sea. Vol II. Interscience Publishers. U.S.A.

- Steemann-Nielsen, E. 1975. Marine photosynthesis with special emphasis on littoral aspects. Elsevier Scientific Publishing Company. Netherlands.

- Stevenson, M.R. 1970. On the physical and biological oceanography near the entrance of the Gulf of California, october 1960- august 1967. Inter-American Tropical Tunna Comission. Bulletin, 14(3):389-502.
- Strickland, J.D.H. and T.R. Parsons. 1972. A practical handbook of sea water analysis. 2nd ed. Fish. Res. Board. Can. Bull. 167.
- UNESCO. 1973. A guide to the measurement of marine primary production under some special conditions. Suiza.
- Wafar, M.V.M., S. Wafar, and V.P. Devas. 1986. Nitrogenous nutrients and primary production in a tropical oceanic environmental. Bulletin of Marine Science. 38(2):273-284.
- Weast, R. C. 1973. Handbook of chemistry and physics. 59th ed. C.R.C. Press. USA.
- Williams, P.J. leB., R.C.T. Raine and J.R. Bryan. 1979. Agreement between the 14C and oxygen methods of measuring phytoplankton production: reassessment of the photosynthetic quotient. Oceanologica Acta. 2(4):411-416.
- Williams, P.J. leB. and N.W. Jenkinson. 1982. A transportable microprocessor controlled precise Winkler titration suitable for field station and shipboard use. Limnology and Oceanography. 27: 576.
- Williams, P.J. LeB. and D.A. Purdie. 1991. In vitro and in situ derived rates of gross production, net community production and respiration of oxygen in the oligotrophic subtropical gyre of the North Pacific Ocean. Deep-Sea Research. 38(7):891-910.
- Wright, J.C. 1959. Limnology of Canyon Ferry Reservoir II. Phytoplankton standing crop primary production. Limnology and Oceanography 4(3): 235-245.

ANEXO 1. Preparación de reactivos

Los siguientes reactivos son los recomendados por Carrit y Carpenter (1966), con la sustitución del cloruro manganoso, por el sulfato manganoso. La cantidad de tiosulfato de sodio se ha incrementado de la recomendada por Carrit y Carpenter para poder completar la titulación en el espacio ocupado por el tapón de la botella de oxígeno. Todas las soluciones fueron preparadas utilizando reactivos de grado analítico .

1.1 Sulfato manganoso.

450 g de $\text{MnSO}_4 \cdot 4\text{H}_2\text{O}$ fueron disueltos en 500 ml de agua destilada en un matraz de un litro con la ayuda de un agitador magnético. Posteriormente la solución se afora a un litro con agua destilada y fue almacenada en una botella color ámbar con tapón de baquelita.

1.2 Solución de Iodo Alcalina.

320 g de NaOH fueron disueltos en 400 ml de agua destilada en un matraz de un litro, se deja enfriar y 600 g de NaI son agregados. La solución se mezcla utilizando un agitador magnético y una vez fría se afora a un litro con agua destilada y finalmente se almacenó en una botella color ámbar con tapón de baquelita.

1.3 Acido Sulfúrico 5M

280 ml de H_2SO_4 fueron añadidos a 500 ml de agua destilada en un matraz aforado de un litro, en el momento que la solución este fría se afora a un litro. La solución fue almacenada en una botella color ámbar con tapón de baquelita.

1.4 Tiosulfato de sodio 0.25 M

62.04 g de $\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_3 \cdot 5\text{H}_2\text{O}$ fueron disueltos en un litro de agua destilada. La solución debe ser guardada en una botella color ámbar con tapón de baquelita.

1.5 Solución estándar de Ioduro de potasio 0.001666 M

0.5 de KIO_3 fueron secados a $105\text{ }^\circ\text{C}$ por una hora. La sal se deja enfriar en un desecador y 0.3567 g de KIO_3 son pesados y transferidos a un matraz de un litro. La sal se disuelve en 100 ml de agua destilada aforándose a un litro y se almacenaba en una botella color ámbar con tapón de baquelita.

Anexo 2. Calibración de tiosulfato

Los reactivos para la calibración de tiosulfato fueron los mismos que se utilizan en la determinación de oxígeno, además de agregar una solución estándar. El orden de los reactivos agregados es el siguiente: 1 ml de ácido sulfúrico, 1 ml de solución alcalina, 1 ml de sulfato manganoso y 10 ml de ioduro de potasio (solución estándar). Después de agregar cada reactivo se tapa la botella y se agita, dejándola incubar por un período de 3 a 5 minutos en la oscuridad para continuar con la titulación. Al final se obtienen los valores promedio de la utilización de tiosulfato y se calcula la concentración de tiosulfato de sodio de acuerdo a la siguiente fórmula.

Molaridad del tiosulfato de sodio

$$M_t = V_i \cdot M_i \cdot 6 / V_t$$

M_t = molaridad del tiosulfato de sodio

V_i = volumen de KIO_3 (10.6615 ml)

M_i = molaridad de KIO_3 (0.00166 M)

V_t = volumen promedio del tiosulfato de sodio utilizado dividido entre 50 (tamaño de la bureta).

Anexo 3. Limpieza de Cristalería

Un hecho importante para la estimación de la productividad primaria acuática es que la cristalería a usar se encuentre perfectamente limpia, libre de grasas y de la presencia de metales contaminantes que se pudieran adherir a la pared de las botellas interfiriendo en el metabolismo de los organismos. En el mercado existen varios detergentes para este propósito y algunos son hechos con fórmulas especiales. El jabón utilizado para el lavado de la cristalería durante el presente trabajo fue RBS-35.

Procedimiento de lavado para el material de cristalería.

3.1 Remover el material adherido a las paredes del cristal por medio de enjuagues con agua corriente.

3.2 Preparar una solución de jabón RBS 35 (20 ml por litro de agua destilada). Vaciar el jabón RBS 35 en la cristalería. Cuidar que la solución jabonosa cubra completamente el recipiente.

3.3 Dejar el jabón dentro de la cristalería durante 24 hrs. Si el material es requerido dentro de un período menor de tiempo, colocar la cristalería en un recipiente con la solución jabonosa y hervir por un período de 30 mín.

3.4 Vaciar la solución jabonosa. Enjuagar la cristalería lo más pronto posible con agua destilada cinco veces (evitando que el jabón se seque en las paredes de cristal).

3.5 Colocar la cristalería en un horno a una temperatura de 40 a 60 grados centígrados, hasta secarse perfectamente.

3.6 Para las botellas de oxígeno, preparar una solución de ácido (20 ml de ácido nítrico, 60 ml de ácido clorhídrico y 920 ml de agua destilada) y llenar las botellas completamente. Taparlas sin dejar burbujas dentro. Mantener la solución de ácido dentro de las botellas hasta que se vayan a utilizar. En ese momento vaciar la solución y enjuagar las botellas con agua destilada dos veces.

Anexo 4. Valoraciones mensuales de oxígeno disuelto

**Estación 1.- Determinación promedio de oxígeno en botellas
iniciales (BI), botellas claras (BC) y botellas
obscuras (BO) todos en $\mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1}$ El error
estándar (SE) corresponde 68% de confianza.**

Fecha	Io (%)	BI	SE	BC	SE	BO	SE
10/Sep/93	100	176.35	0.12	175.29	0.34	170.60	0.20
	92	176.35	0.12	178.67	0.21	170.60	0.20
	86	176.35	0.12	178.56	0.15	170.60	0.20
	59	176.35	0.12	179.17	0.04	170.60	0.20
	32	176.35	0.12	179.96	0.41	170.60	0.20
	16	176.35	0.12	176.35	0.06	170.60	0.20
	5	176.35	0.12	177.70	0.22	170.60	0.20
02-Oct-93	100	177.51	0.07	177.73	0.10	175.57	0.31
	92	177.51	0.07	176.40	0.05	175.57	0.31
	86	177.51	0.07	176.67	0.70	175.57	0.31
	59	177.51	0.07	175.62	0.05	175.57	0.31
	32	177.51	0.07	174.81	0.05	175.57	0.31
	16	177.51	0.07	175.26	0.26	175.57	0.31
	5	177.51	0.07	173.83	0.08	175.57	0.31
16-Oct-93	100	186.54	0.44	185.88	0.38	184.42	0.09
	92	186.54	0.44	184.99	0.03	184.42	0.09
	86	186.54	0.44	185.73	0.17	184.42	0.09
	59	186.54	0.44	183.98	0.36	184.42	0.09
	32	186.54	0.44	184.64	0.15	184.42	0.09
	16	186.54	0.44	184.51	0.07	184.42	0.09
	5	186.54	0.44	184.44	0.08	184.42	0.09
05-Nov-94	100	199.80	0.33	200.73	0.40	200.12	0.05
	92	199.80	0.33	201.39	0.24	200.12	0.05
	86	199.80	0.33	201.17	0.16	200.12	0.05
	59	199.80	0.33	200.50	0.27	200.12	0.05
	32	199.80	0.33	200.89	0.18	200.12	0.05
	16	199.80	0.33	200.68	0.18	200.12	0.05
	5	199.80	0.33	199.87	0.04	200.12	0.05
19-Nov-93	100	202.41	0.10	199.56	0.34	201.26	0.13
	92	202.41	0.10	200.72	0.10	201.26	0.13
	86	202.41	0.10	199.28	0.11	201.26	0.13
	59	202.41	0.10	199.79	0.31	201.26	0.13
	32	202.41	0.10	199.08	0.22	201.26	0.13
	16	202.41	0.10	199.51	0.36	201.26	0.13
	5	202.41	0.10	200.09	0.01	201.26	0.13

Estación 1 (Continuación).- Determinación promedio de oxígeno en botellas iniciales (BI), botellas claras (BC) y botellas oscuras (BO) todos en $\mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1}$. El error estándar (SE) corresponde al 68% de confianza.

Fecha	Io (%)	BI	SE	BC	SE	BO	SE
20-Ene-94	100	275.90	0.09	269.75	0.14	268.84	0.08
	92	275.90	0.09	273.56	0.04	268.84	0.08
	86	275.90	0.09	269.80	0.05	268.84	0.08
	59	275.90	0.09	271.92	0.06	268.84	0.08
	32	275.90	0.09	268.30	0.30	268.84	0.08
	16	275.90	0.09	269.87	0.38	268.84	0.08
	5	275.90	0.09	269.15	0.11	268.84	0.08
01-Feb-94	100	273.86	0.36	267.90	0.90	268.37	0.03
	92	273.86	0.36	270.56	0.19	268.37	0.03
	86	273.86	0.36	268.74	0.18	268.37	0.03
	59	273.86	0.36	270.44	0.26	268.37	0.03
	32	273.86	0.36	271.28	0.12	268.37	0.03
	16	273.86	0.36	269.03	0.07	268.37	0.03
	5	273.86	0.36	268.56	0.10	268.37	0.03
11-Feb-94	100	258.21	0.21	261.08	0.07	256.66	0.06
	92	258.21	0.21	264.07	0.99	256.66	0.06
	86	258.21	0.21	288.05	1.27	256.66	0.06
	59	258.21	0.21	264.56	0.07	256.66	0.06
	32	258.21	0.21	262.82	0.53	256.66	0.06
	16	258.21	0.21	258.84	0.12	256.66	0.06
	5	258.21	0.21	255.80	0.08	256.66	0.06
06-Mar-94	100	367.73	1.44	313.26	0.08	302.08	0.55
	92	367.73	1.44	311.12	0.18	302.08	0.55
	86	367.73	1.44	317.94	0.29	302.08	0.55
	59	367.73	1.44	318.87	0.93	302.08	0.55
	32	367.73	1.44	311.65	0.80	302.08	0.55
	16	367.73	1.44	309.92	0.04	302.08	0.55
	5	367.73	1.44	300.64	0.18	302.08	0.55
20-Mar-94	100	294.56	0.27	295.84	0.04	286.12	0.11
	92	294.56	0.27	294.23	0.06	286.12	0.11
	86	294.56	0.27	295.24	0.36	286.12	0.11
	59	294.56	0.27	295.30	0.06	286.12	0.11
	32	294.56	0.27	294.72	0.31	286.12	0.11
	16	294.56	0.27	288.57	0.44	286.12	0.11
	5	294.56	0.27	284.95	0.21	286.12	0.11

Estación 1 (Continuación).- Determinación promedio de oxígeno en botellas iniciales (BI), botellas claras (BC) y botellas oscuras (BO) todos en $\mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1}$. El error estándar (SE) corresponde al 68% de confianza.

Fecha	Io (%)	BI	SE	BC	SE	BO	SE
15-Abr-94	100	279.83	0.14	342.60	1.29	275.72	0.10
	92	279.83	0.14	336.46	0.92	275.72	0.10
	86	279.83	0.14	343.55	0.50	275.72	0.10
	59	279.83	0.14	343.15	0.71	275.72	0.10
	32	279.83	0.14	341.47	0.13	275.72	0.10
	16	279.83	0.14	332.02	0.15	275.72	0.10
	5	279.83	0.14	325.24	0.16	275.72	0.10
03-May-94	100	271.72	0.15	308.84	0.37	267.68	0.43
	92	271.72	0.15	313.08	0.30	267.68	0.43
	86	271.72	0.15	314.60	0.38	267.68	0.43
	59	271.72	0.15	317.68	0.36	267.68	0.43
	32	271.72	0.15	296.65	0.28	267.68	0.43
	16	271.72	0.15	280.45	0.29	267.68	0.43
	5	271.72	0.15	268.19	0.40	267.68	0.43
24-May-94	100	173.02	0.11	173.54	0.03	168.62	0.17
	92	173.02	0.11	178.01	0.18	168.62	0.17
	86	173.02	0.11	180.06	0.03	168.62	0.17
	59	173.02	0.11	180.26	0.10	168.62	0.17
	32	173.02	0.11	180.47	0.52	168.62	0.17
	16	173.02	0.11	180.49	0.01	168.62	0.17
	5	173.02	0.11	170.21	0.17	168.62	0.17
06-Jun-94	100	210.92	0.41	174.06	0.15	192.13	0.17
	92	210.92	0.41	174.08	0.03	192.13	0.17
	86	210.92	0.41	174.44	0.12	192.13	0.17
	59	210.92	0.41	171.95	0.21	192.13	0.17
	32	210.92	0.41	173.16	0.21	192.13	0.17
	16	210.92	0.41	173.10	0.01	192.13	0.17
	5	210.92	0.41	170.77	0.16	192.13	0.17
23-Jun-94	100	157.93	0.06	159.65	0.30	155.41	0.21
	92	157.93	0.06	160.46	0.15	155.41	0.21
	86	157.93	0.06	160.36	0.11	155.41	0.21
	59	157.93	0.06	159.81	0.01	155.41	0.21
	32	157.93	0.06	158.76	0.11	155.41	0.21
	16	157.93	0.06	157.07	0.07	155.41	0.21
	5	157.93	0.06	153.12	0.06	155.41	0.21

Estación 1 (Continuación).- Determinación promedio de oxígeno en botellas iniciales (BI), botellas claras (BC) y botellas oscuras (BO) todos en $\mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1}$. El error estándar (SE) corresponde al 68% de confianza.

Fecha	Io (%)	BI	SE	BC	SE	BO	SE
07-Jul-94	100	168.61	0.04	171.82	0.14	168.11	0.09
	92	168.61	0.04	173.23	0.03	168.11	0.09
	86	168.61	0.04	172.40	0.16	168.11	0.09
	59	168.61	0.04	174.84	0.56	168.11	0.09
	32	168.61	0.04	173.27	0.10	168.11	0.09
	16	168.61	0.04	171.71	0.20	168.11	0.09
	5	168.61	0.04	168.67	0.16	168.11	0.09
19-Jul-94	100	167.57	0.22	169.59	0.19	165.31	0.09
	92	167.57	0.22	169.25	0.36	165.31	0.09
	86	167.57	0.22	168.05	0.11	165.31	0.09
	59	167.57	0.22	168.15	0.11	165.31	0.09
	32	167.57	0.22	167.11	0.49	165.31	0.09
	16	167.57	0.22	166.56	0.15	165.31	0.09
	5	167.57	0.22	166.06	0.04	165.31	0.09
01-Ago-94	100	167.97	0.02	170.58	0.24	167.21	0.17
	92	167.97	0.02	169.74	0.05	167.21	0.17
	86	167.97	0.02	170.29	0.23	167.21	0.17
	59	167.97	0.02	169.09	0.01	167.21	0.17
	32	167.97	0.02	168.21	0.17	167.21	0.17
	16	167.97	0.02	167.99	0.06	167.21	0.17
	5	167.97	0.02	167.20	0.03	167.21	0.17
19-Ago-94	100	166.43	0.05	166.74	0.06	164.66	0.13
	92	166.43	0.05	166.63	0.10	164.66	0.13
	86	166.43	0.05	166.48	0.20	164.66	0.13
	59	166.43	0.05	166.89	0.04	164.66	0.13
	32	166.43	0.05	166.16	0.20	164.66	0.13
	16	166.43	0.05	166.78	0.06	164.66	0.13
	5	166.43	0.05	165.46	0.05	164.66	0.13

Estación 2.- Determinación promedio de oxígeno en botellas
 iniciales (BI), botellas claras (BC) botellas obs-
 curas (BO) todos en $\mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1}$ El error estándar
 (SE) corresponde al 68% de confianza.

Fecha	Io (\pm)	BI	SE	BC	SE	BO	SE
10-Sep-93	100	186.80	0.18	187.12	0.03	184.93	0.25
	92	186.80	0.18	184.19	0.10	184.93	0.25
	86	186.80	0.18	185.05	0.18	184.93	0.25
	59	186.80	0.18	186.57	0.22	184.93	0.25
	32	186.80	0.18	185.98	0.18	184.93	0.25
	16	186.80	0.18	184.53	0.18	184.93	0.25
	5	186.80	0.18	184.93	0.09	184.93	0.25
02-Oct-93	100	155.63	0.31	155.26	1.22	111.20	0.01
	92	155.63	0.31	121.25	2.03	111.20	0.01
	86	155.63	0.31	114.27	0.35	111.20	0.01
	59	155.63	0.31	110.90	0.43	111.20	0.01
	32	155.63	0.31	113.15	0.19	111.20	0.01
	16	155.63	0.31	112.67	0.33	111.20	0.01
	5	155.63	0.31	107.53	0.40	111.20	0.01
16-Oct-93	100	184.63	0.11	185.27	0.32	177.85	0.03
	92	184.63	0.11	186.62	0.38	177.85	0.03
	86	184.63	0.11	187.59	0.13	177.85	0.03
	59	184.63	0.11	185.17	0.44	177.85	0.03
	32	184.63	0.11	186.29	0.15	177.85	0.03
	16	184.63	0.11	184.48	0.28	177.85	0.03
	5	184.63	0.11	183.17	0.04	177.85	0.03
05-Nov-93	100	197.67	0.06	194.55	0.21	196.29	0.20
	92	197.67	0.06	196.22	0.25	196.29	0.20
	86	197.67	0.06	198.73	0.48	196.29	0.20
	59	197.67	0.06	197.65	0.19	196.29	0.20
	32	197.67	0.06	196.53	0.09	196.29	0.20
	16	197.67	0.06	196.64	0.18	196.29	0.20
	5	197.67	0.06	196.71	0.21	196.29	0.20
19-Nov-93	100	206.06	0.35	206.02	0.13	203.64	0.16
	92	206.06	0.35	204.31	0.11	203.64	0.16
	86	206.06	0.35	203.93	0.21	203.64	0.16
	59	206.06	0.35	204.77	0.01	203.64	0.16
	32	206.06	0.35	204.42	0.18	203.64	0.16
	16	206.06	0.35	203.16	0.10	203.64	0.16
	5	206.06	0.35	203.17	0.22	203.64	0.16

Estación 2 (Continuación).- Determinación promedio de oxígeno en botellas iniciales (BI), botellas claras (BC) y botellas oscuras (BO) todos en $\mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1}$. El error estándar (SE) corresponde al 68% de confianza.

Fecha	Io (%)	BI	SE	BC	SE	BO	SE
20-Ene-94	100	243.70	0.10	241.57	0.07	241.80	0.11
	92	243.70	0.10	240.54	0.24	241.80	0.11
	86	243.70	0.10	239.59	0.11	241.80	0.11
	59	243.70	0.10	239.89	0.23	241.80	0.11
	32	243.70	0.10	238.46	0.06	241.80	0.11
	16	243.70	0.10	238.26	0.01	241.80	0.11
	5	243.70	0.10	238.47	0.45	241.80	0.11
01-Feb-94	100	262.24	0.40	261.48	0.09	260.30	0.17
	92	262.24	0.40	262.59	0.02	260.30	0.17
	86	262.24	0.40	263.53	0.04	260.30	0.17
	59	262.24	0.40	263.67	0.24	260.30	0.17
	32	262.24	0.40	262.09	0.28	260.30	0.17
	16	262.24	0.40	262.15	0.10	260.30	0.17
	5	262.24	0.40	260.28	0.20	260.30	0.17
11-Feb-94	100	253.68	0.08	255.54	0.88	251.35	0.01
	92	253.68	0.08	256.95	0.38	251.35	0.01
	86	253.68	0.08	258.07	0.11	251.35	0.01
	59	253.68	0.08	254.30	0.21	251.35	0.01
	32	253.68	0.08	254.32	0.08	251.35	0.01
	16	253.68	0.08	250.73	0.94	251.35	0.01
	5	253.68	0.08	248.64	0.46	251.35	0.01
06-Mar-94	100	286.92	0.35	285.76	0.03	280.61	0.09
	92	286.92	0.35	291.22	0.32	280.61	0.09
	86	286.92	0.35	287.47	0.14	280.61	0.09
	59	286.92	0.35	292.55	0.03	280.61	0.09
	32	286.92	0.35	285.68	0.24	280.61	0.09
	16	286.92	0.35	283.59	0.12	280.61	0.09
	5	286.92	0.35	280.04	0.26	280.61	0.09
20-Mar-94	100	297.10	0.15	300.53	0.16	294.14	0.19
	92	297.10	0.15	304.18	1.05	294.14	0.19
	86	297.10	0.15	302.43	0.30	294.14	0.19
	59	297.10	0.15	303.99	0.25	294.14	0.19
	32	297.10	0.15	304.11	0.08	294.14	0.19
	16	297.10	0.15	301.90	0.49	294.14	0.19
	5	297.10	0.15	290.73	0.36	294.14	0.19

Estación 2 (Continuación).- Determinación promedio de oxígeno en botellas iniciales (BI), botellas claras (BC) y botellas oscuras (BO) todos en $\mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1}$. El error estándar (SE) corresponde al 68% de confianza.

Fecha	Io (%)	BI	SE	BC	SE	BO	SE
15-Abr-94	100	299.44	0.29	306.74	0.08	284.26	0.50
	92	299.44	0.29	299.83	1.14	284.26	0.50
	86	299.44	0.29	303.07	0.09	284.26	0.50
	59	299.44	0.29	302.35	0.22	284.26	0.50
	32	299.44	0.29	298.74	0.25	284.26	0.50
	16	299.44	0.29	294.02	0.31	284.26	0.50
	5	299.44	0.29	294.81	0.69	284.26	0.50
03-May-94	100	285.45	0.07	317.90	0.60	279.77	0.17
	92	285.45	0.07	324.93	0.08	279.77	0.17
	86	285.45	0.07	328.52	0.00	279.77	0.17
	59	285.45	0.07	321.93	0.33	279.77	0.17
	32	285.45	0.07	325.39	1.20	279.77	0.17
	16	285.45	0.07	320.96	0.21	279.77	0.17
	5	285.45	0.07	297.78	0.53	279.77	0.17
24-May-94	100	173.02	0.11	173.54	0.03	168.62	0.17
	92	173.02	0.11	178.01	0.18	168.62	0.17
	86	173.02	0.11	180.06	0.03	168.62	0.17
	59	173.02	0.11	180.26	0.10	168.62	0.17
	32	173.02	0.11	180.47	0.52	168.62	0.17
	16	173.02	0.11	180.49	0.01	168.62	0.17
	5	173.02	0.11	170.21	0.17	168.62	0.17
07-Jun-94	100	210.92	0.41	174.06	0.15	192.13	0.17
	92	210.92	0.41	174.08	0.03	192.13	0.17
	86	210.92	0.41	174.44	0.12	192.13	0.17
	59	210.92	0.41	171.95	0.21	192.13	0.17
	32	210.92	0.41	173.16	0.21	192.13	0.17
	16	210.92	0.41	173.10	0.01	192.13	0.17
	5	210.92	0.41	170.77	0.16	192.13	0.17
23-Jun-94	100	157.93	0.06	159.65	0.30	155.41	0.21
	92	157.93	0.06	160.46	0.15	155.41	0.21
	86	157.93	0.06	160.36	0.11	155.41	0.21
	59	157.93	0.06	159.81	0.01	155.41	0.21
	32	157.93	0.06	158.76	0.11	155.41	0.21
	16	157.93	0.06	157.07	0.07	155.41	0.21
	5	157.93	0.06	153.12	0.06	155.41	0.21

Estación 2 (Continuación).- Determinación promedio de oxígeno en botellas iniciales (BI), botellas claras (BC) y botellas oscuras (BO) todos en $\mu\text{mol O}_2 \text{ l}^{-1}$. El error estándar (SE) corresponde al 68% de confianza.

Fecha	Io (*)	BI	SE	BC	SE	BO	SE
06-Jul-94	100	168.61	0.04	171.82	0.14	168.11	0.09
	92	168.61	0.04	173.23	0.03	168.11	0.09
	86	168.61	0.04	172.40	0.16	168.11	0.09
	59	168.61	0.04	174.84	0.55	168.11	0.09
	32	168.61	0.04	173.27	0.10	168.11	0.09
	16	168.61	0.04	171.71	0.20	168.11	0.09
	5	168.61	0.04	168.67	0.16	168.11	0.09
19-Jul-94	100	167.57	0.22	169.59	0.19	165.31	0.09
	92	167.57	0.22	169.25	0.36	165.31	0.09
	86	167.57	0.22	168.05	0.11	165.31	0.09
	59	167.57	0.22	168.15	0.11	165.31	0.09
	32	167.57	0.22	167.11	0.49	165.31	0.09
	16	167.57	0.22	166.56	0.15	165.31	0.09
	5	167.57	0.22	166.06	0.04	165.31	0.09
01-Ago-94	100	173.43	0.09	173.94	0.08	172.31	0.16
	92	173.43	0.09	174.59	0.20	172.31	0.16
	86	173.43	0.09	174.32	0.16	172.31	0.16
	59	173.43	0.09	174.48	0.12	172.31	0.16
	32	173.43	0.09	174.32	0.02	172.31	0.16
	16	173.43	0.09	173.52	0.11	172.31	0.16
	5	173.43	0.09	171.35	0.14	172.31	0.16
19-Ago-94	100	167.10	0.12	166.72	0.17	165.60	0.10
	92	167.10	0.12	167.83	0.16	165.60	0.10
	86	167.10	0.12	169.03	0.02	165.60	0.10
	59	167.10	0.12	168.66	0.10	165.60	0.10
	32	167.10	0.12	167.72	0.11	165.60	0.10
	16	167.10	0.12	167.08	0.01	165.60	0.10
	5	167.10	0.12	166.73	0.09	165.60	0.10

ANEXO 5. Valores de Irradiancia durante las incubaciones

Fecha	Intervalo de Irradiancia Para las 2 Estaciones de muestreo (10 17 quanta $\text{seg}^{-1} \text{cm}^{-2}$)
10/ sep/ 1993	1.44 a 1.50
02/ oct/ 1993	1.37 a 1.40
16/ oct/ 1993	0.96 a 1.55
05/ nov/ 1993	0.30 a 1.42
19/ nov/ 1993	1.34 a 1.40
20/ ene/ 1994	1.15 a 1.37
01/ feb/ 1994	1.34 a 1.60
11/ feb/ 1994	1.05 a 1.48
06/ mar/ 1994	1.35 a 1.49
20/ mar/ 1994	1.06 a 1.45
15/ abr/ 1994	1.17 a 1.50
03/ may/ 1994	1.16 a 1.49
24/ may/ 1994	1.24 a 1.45
07/ jun/ 1994	1.20 a 1.45
23/ jun/ 1994	0.66 a 1.44
06/ jul/ 1994	1.26 a 1.50
19/ jul/ 1994	0.46 a 1.58
01/ ago/ 1994	0.37 a 1.49
19/ ago/ 1994	1.09 a 1.45