

"PRODUCCION PRIMARIA AEREA DE Zostera marina L.
EN BAHIA FALSA, SAN QUINTIN, B. C. DE JUNIO A
DICIEMBRE 1982".

T E S I S
QUE PRESENTA:
RUBEN HUERTA TAMAYO

Aprobada por:


Presidente del Jurado
Cc. Raúl Aguilar Rosas.


Sinodal Propietario
Cc. Isai Pacheco Ruiz


Sinodal Propietario
M.C. Roberto Millan Ruiz


Sinodal Suplente
M.C. Gilberto Caxiola Castro


Sinodal Suplente
Dra. Silvia Ibarra Obando

RESUMEN

Se evaluó la producción primaria aérea neta de Zostera marina L. en Bahía Falsa, San Quintín, B.C. del 22 de Junio al 14 de Diciembre de 1982. Se utilizó el método de marcado de Zieman (1968) modificado por Kentula (1983). Se eligió un banco fangoso frente al campo pesquero denominado "El chuten", en el cual se ubicaron tres transectos de diferente altura respecto al nivel medio del mar en la zona intermareal: -0.95 (I), -0.80 (II) y -0.65 m (III). Durante el período de estudio se realizaron doce muestreos para medir la producción aérea y se efectuaron dos mediciones de la producción subterránea.

Los resultados mostraron la existencia de una diferencia estadísticamente significativa entre el transecto I y los transectos II y III, encontrándose siempre una mayor producción en el transecto más profundo, tanto cuando la producción se expresa en términos de Carbono, como cuando se expresa en centímetros. Por su parte, la dinámica foliar no indicó la existencia de diferencia entre los transectos.

Para los tres transectos la producción primaria varió entre 0.8 y 4.5 g C/m /día/, el crecimiento expresado en cm varió entre 6.5 y 22.9 cm/planta/muestreo y el crecimiento expresado como porcentaje respecto al tamaño total de la hoja, representó entre el 37.3 y el 67.45%, sin que se encontraran diferencias entre los transectos. La dinámica foliar también mostró que durante el período de estudio se produjeron 2.2 hojas cada dos semanas y que la producción se concentraba en las tres hojas más jóvenes, particularmente en la segunda. Generalmente el intervalo plastrocrón fue menor que el intervalo de exportación. Así pues, Z. marina se caracterizó por tener una elevada producción y una dinámica foliar, que casi se mantuvo continua durante los siete meses.

La producción subterránea varió entre 0.4 y 1.6 g de peso seco/m /día para los tres transectos, en este caso también se encontró que el transecto I se comportó en forma diferente al II y III.

La producción primaria neta de Z. marina en Bahía San Quintín, es comparable con la de las zonas más productivas del mundo. Por otra parte la utilización del método de marcado permitió obtener valiosa información sobre la biología de la planta, que no hubiera sido posible obtener ni por el método del Oxígeno, ni con el método del Carbono

radioactivo.

INDICE

D E D I C A T O R I A.....	I
AGRADECIMIENTOS.....	II
LISTA DE TABLAS.....	III
LISTA DE FIGURAS.....	V
INTRODUCCION.....	1
DESCRIPCION DE <u>Zostera marina</u>	5
Factores Limitantes de la Producción Primaria de <u>Zostera marina</u>	13
Métodos para Estimar la Producción Primaria de los Pastos Marinos.....	16
OBJETIVOS.....	25
MATERIALES Y METODOS.....	26
Descripción del área de estudio.....	26
Metodología de campo.....	30
Metodología de laboratorio.....	37
Producción subterránea.....	40
Análisis de Resultados.....	42
RESULTADOS.....	43
Crecimiento en gramos.....	46
Crecimiento en centímetros y como porcentaje de la longitud total de la hoja.....	53
Producción de las hojas de acuerdo a su edad relativa.....	58
Dinámica de las hojas.....	58
Producción subterránea.....	65
DISCUSION.....	67
CONCLUSIONES.....	82

RECOMENDACIONES.....	84
LITERATURA CITADA.....	86
APENDICE 1.....	A - I
APENDICE 2.....	A - II
APENDICE 3.....	A - III
APENDICE 4.....	A - IV

D E D I C A T O R I A

A MIS PADRES

FRANCISCO E. HUERTA SANTOS

Y

CELIA TAMAYO DE HUERTA

A MIS HERMANOS

CESAR, LAURA, GABRIELA, HOMERO Y FRANCISCO

POR SU CARIÑO Y APOYO DE SIEMPRE

Y EN FORMA ESPECIAL A

DIANA L. VASQUEZ OLGUIN

POR SU BELLA FORMA DE SER

AGRADECIMIENTOS

A mi familia por el apoyo económico y moral que nunca me faltó, y por su cariño que me impulsó a la realización de esta primer meta.

A mi asesor, Dra. Silvia Ibarra de Siri por los consejos y confianza que depositó en mí.

A la Srta. P.B. Diana L. Vásquez Olguín por su apoyo continuo.

A mis sinodales Ocean. Raúl Aguilar, M. C. Roberto Millán, Ocean. Isaí Pacheco y M. C. Gilberto Gaxiola.

LISTA DE TABLAS

....Pag

Tabla I.- Calendario de muestreos de Producción en la
bahía Falsa, San Quintín B. C., México....33

Tabla II.- Producción expresada en gr de
Carbono/m² /día , según Westlake (1963), a partir de los
resultados de peso seco/m² /día51

Tabla III.- Producción promedio en centímetros
(cm/planta/muestreo) y porcentajes de crecimiento para los
tres transectos....54

Tabla IV.- Porcentajes acumulativos promedio del
crecimiento de las tres hojas más jóvenes respecto del
crecimiento total de las hojas, para los tres transectos..59

Tabla V.- Promedios de hojas nuevas y hojas
exportadas para los tres transectos. En la tercer columna
el cambio neto = NN - HE....61

Tabla VI.- Intervalos Plastocrón (P.I.) y de
Exportación (E.I.) promedios para los tres transectos....64

Tabla VII.- Principales valores de producción para

E. marina en diferentes zonas geográficas (traducido y
modificado de Zieman y Wetzel, 1980)....71

Tabla VIII.- Producción primaria neta aérea
subterránea y total para dos muestreos durante el Invierno
de 1982. Se juntaron los transectos II y III....79

Figura 1.- Crecimiento vegetativo y desarrollo de Zostera marina (tomado de Setchell, 1929). A-D) Germinación de la semilla y crecimiento en primavera. E) Semilla germinada con raíces y el primer tallo bien desarrollado durante el primer año. F) Planta de más de un año.... 7

Figura 2.- Detalle de las hojas de Zostera y Phyllospadix (tomado de Tomlinson, 1930). A baja resolución las lagunas aéreas se muestran con la línea punteada. A mayor resolución se indican con una equis....10

Figura 3.- Detalle de las hojas de Halodule y Thalassia (tomado de Tomlinson, 1930). A baja resolución las lagunas aéreas se muestran con líneas punteadas. A mayor resolución se indican con una equis....11

Figura 4.- Método de marcado de hojas (tomado de Zieman, 1963). Tallos en la pradera de pastos. B) Se rodean de un cuadrado y se engrapan en su base. C y D) Representan el crecimiento que tiene lugar durante el período de incubación. E) Colecta en el campo. F) Una vez en el laboratorio las hojas se dividen en las hojas

viejas y jóvenes. G) Se miden. H) Se separa la fracción que representa el crecimiento nuevo para proseguir el proceso indicado en los incisos I - L....19

Figura 5.- Localización del área de trabajo (*) en la Bahía de San Quintín. Esta zona corresponde a un banco fangoso frente a Mina Vieja, cubierto de Zostera marina. b) Perfil de los transectos colocados a diferente altura respecto al nivel medio del mar....27

Figura 6.- Subdivisión de los transectos y ubicación de los pastos marcados dentro de la parcela a muestrear (tomado de Kentula, 1983)....32

Figura 7.- "Marcadores" diseñados por Kentula (1983) para Zostera marina. A) Aspecto de un tallo marcado. B) Detalle de un marcador hecho con hilo de pescar....35

Figura 8.- Producción aérea en Zostera marina (tomado de Ibarra-Obando, en prensa). A) Forma de numerar las hojas para saber cuál es la que se debe marcar y poder analizar el crecimiento diferencial. B) El crecimiento nuevo de cada hoja se coloca en una placa de vidrio de 20 x 20 cm. Nótese que en la hoja 4, la más vieja, ya no hubo crecimiento. Dividiendo la placa en tres partes iguales se puede acomodar el crecimiento de los tres

tallos marcados por parcela....38

Figura 9.- Producción subterránea en Zostera marina (tomado de Ibarra-Obando, en prensa). Durante seis semanas se sigue de cerca la dinámica de las hojas, tomando nota del número de hojas exportadas y hojas nuevas, teniendo cuidado de cambiar los marcadores para poder reconocer los tallos marcados (A-B). La colecta debe incluir también la parte subterránea para poder contar el número de nodos que representan la producción subterránea (E)....41

Figura 10.- A) Horas de Exposición para cada uno de los transectos por periodo de marcado-colecta. B) Horas de exposición promedio por día para cada uno de los transectos, ajustadas....44

Figura 11.- Promedios y desviación estándar del peso seco en g /pasto/día día /día para todos los muestreos por transecto....47

Figura 12.- A) Producción expresada en g de peso seco/pasto/muestreo.B) Producción expresada en g de peso seco/m² /día. Se unieron los transectos II y III....48

Figura 13.- Porcentaje del crecimiento respecto al

tamaño total de cada hoja, para los tres transectos....58

INTRODUCCION

La historia de la humanidad se ha escenificado en estrecha vinculación a los diversos cuerpos de agua (ríos, lagos, mares y océanos). En particular las lagunas costeras, cuyas características son mencionadas por Phleger (1969), han sido especialmente propicias para el desarrollo de asentamientos humanos convirtiéndose en importantes zonas de actividad económica, tanto pesquera y portuaria como turística. Desgraciadamente el aspecto ecótico ha sido menospreciado en la administración de estos ambientes, sin recapacitar en el hecho bien conocido de que son sitios de elevada fijación de carbono, esenciales para mantener gran parte de las pesquerías costeras y oceánicas. Recientemente nuestra sociedad ha utilizado las lagunas costeras como basureros, como receptoras del drenaje industrial y doméstico o para enfriar las turbinas de las plantas generadoras de energía eléctrica, hechos particularmente ciertos para las zonas pobladas por las espermatofitas marinas comúnmente conocidas como "pastos marinos" (Simpson, et al., 1977).

Como grupo, los pastos marinos tienen una amplia distribución geográfica, destacándose Zostera marina (Z. marina), que se encuentra en el Hemisferio Norte tanto

en el Oceano Pacífico como en el Oceano Atlántico (Rasmussen, 1977).

En México Lot-Helgueras (1971) reporta que, de los doce géneros de hidrófitas (espermatófitas adaptadas a la vida acuática) marinas que existen siete enriquecen la flora mexicana. Estas son Z. marina, Phyllospadix scouleri y P. torreyi que caracterizan la costa Pacífica; Thalassia testudinum, Halophila engelmanni, H. decipiens var. pubescens y Syringodium filiforme caracterizan al Golfo de México y las dos especies comunes en ambos litorales son Buppia maritima y Halodule wrightii (McMillan y Phillips, 1979). En particular Z. marina se considera la hidrófita característica de las lagunas costeras de Baja California (Ibarra Obando, en prensa).

Las lagunas costeras se caracterizan por mantener una alta producción primaria (con respecto a las aguas oceánicas adyacentes) debido a las elevadas concentraciones de sales minerales y a la abundancia de materia orgánica en suspensión. Sin embargo, esta misma materia crea una gran turbiedad que llega a restringir la fotosíntesis a las capas superiores de agua (Postma, 1969). La cadena trófica en estos ecosistemas generalmente no se basa en el fitoplácton, sino en el detritus que proviene de otro tipo de organismos fotosintéticos como lo son las hidrófitas o

los vegetales de las marismas (Phillips, 1978).

Petersen (1918), en los albores del siglo, fué el primero en notar la importancia ecótica de Z. marina al mostrar su elevada producción primaria e influencia sobre la red trófica marina (Zieman y Wetzel, 1980), pero su trabajo fué ignorado durante muchos años. Recientemente los pastos marinos han sido reconocidos en todo el mundo por su gran producción, comparandoseles con los cultivos tropicales (Westlake, 1963; McRoy, 1973; Zieman y Wetzel, 1980). Esta es una de sus características más importantes por lo que será tratada en detalle . más adelante.

Una comunidad de pastos marinos es la base de un ecosistema de relaciones complejas comunmente llamado Ceivadal (Lot-Helgueras, 1971), manto o pradera de pastos marinos. Sus funciones ecóticas son cada vez más conocidas. Siguiendo el esquema propuesto por Wood et al. (1969) se puede mencionar que: a. crean y mantienen diversos microambientes. La diferenciación del tallo en hojas, tallos, rizomas y raíces incrementa la variedad de microhabitats en los cuales se desarrollan, bajo su protección, un gran número de organismos, mismos que al parecer no se alimentan directamente de los pastos marinos (Young y Kirkman, 1975; Kikuchi, 1980); b. las hojas frenan las corrientes permitiendo la depositación de partículas

alimenticias y sedimentarias, las cuales son retenidas por el sistema de fijación (raíces y rizomas) reduciendo la superficie expuesta a la erosión Wood et.al., 1969); c. bombean nutrientes desde el sedimento a la columna de agua y de sus raíces a las hojas (McRoy y Barsdate, 1970); d. sirven de alimento a ciertas aves (Nienhuis y DeBree, 1980), y otros animales marinos como: tortugas, peces y principalmente invertebrados marinos (Kikuchi, 1980). Se ha estimado que sólo el 5 % de la producción primaria anual se consume directamente (Klug, 1980). Como la mayoría del material producido no es consumido, se deposita en el fondo o es exportado fuera del ecosistema para después ser descompuesto por microorganismos y consumido por otros organismos vía detritus (Kikuchi, 1980). Thorsted (1972) menciona además que propician la desaparición, en la marisma baja, de otros vegetales al cubrirlos con sus hojas y plantas enteras. La corrientes los llevan hasta zonas someras en donde cubren a los vegetales ahí presentes cuando sube la marea.

DESCRIPCION DE Zostera marina

Z. marina crece en aguas someras de bahías y estuarios sobre sustrato lodoso en la zona intermareal. En el continente americano está ampliamente distribuida en la zona templada norte del Pacífico y del Atlántico. La forma del Pacífico tiene hoja más ancha, por lo que se le conoce como la variedad latifolia (Setchell, 1929).

Arber (1920) distingue entre las plantas estériles o vegetativas y las fértiles o reproductivas ya que estas últimas poseen un tallo delgado, erecto, y muy ramificado mientras que el tallo de los individuos estériles es grueso, rastrero, con más hojas y anclado por medio de raíces adventicias.

La siguiente descripción de la morfología y crecimiento de Z. marina (tomada de Ibarra-Obando, en prensa) permitirá comprender mejor las características de su producción.

Z. marina es una angiosperma marina, monocotiledónea compuesta de una parte erecta y otra rastrera.

La parte rastrera o rizoma está formada por nodos de donde brotan dos grupos laterales de raíces adventicias y

entrenodos cortos. Algunos nodos llevan un tallo lateral rastrero y vegetativo como el eje del cual se originaron (Sauvageau, 1889). Este tallo lateral se desarrolla arrastrándose sobre el suelo y separándose del eje primario en una dirección casi perpendicular. Los entrenodos del eje primario van muriendo poco a poco, por lo que las ramas laterales se aíslan y a su vez se transforman en ejes primarios. Esto constituye una forma rápida de propagación vegetativa de la planta (Sauvageau, 1891). Respecto al crecimiento del rizoma se considera que está restringido al extremo o región apical de éste, pues es esta la zona en que se localiza el meristemo (Tomlinson y Vargo, 1966) (fig. 1).

La parte erecta viene enseguida de la parte rastrera: Sus primeros entrenodos son más largos, delicados y flexibles, poseen hojas normales y las raíces de los nodos tienen un desarrollo incompleto o bien han sido abortadas. Más arriba el eje se aplanar, sigue llevando hojas normales y se ramifica. Las ramas laterales llevan flores que se encuentran más arriba de la axila de la hoja madre y parecen nacer directamente sobre el entrenodo. La ramificación del rizoma y del tallo erecto es monopódica ya que el eje primario se continúa hasta el extremo del tallo. Las ramas laterales que llevan las inflorescencias tienen ramificación simpódica o dicotómica (Sauvageau, 1891).

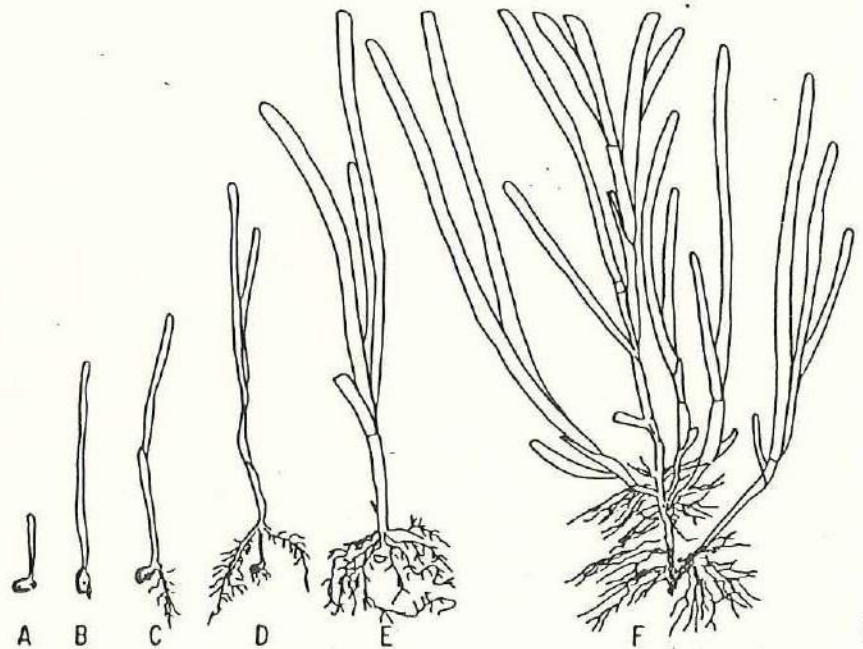


Figura 1.- Crecimiento vegetativo y desarrollo de *Zostera marina* (tomado de Setchell, 1929). A-D) Germinación de la semilla y crecimiento en primavera. E) Semilla germinada con raíces y el primer tallo bien desarrollado durante el primer año. F) Planta de más de un año.

La edad de las hojas está directamente relacionada a su longitud (Zieman y Wetzel, 1980). El hecho de que las hojas sean alternas y que su longitud esté relacionada a su edad permite establecer su edad relativa (Sand-Jensen, 1975).

Estaciones de crecimiento

En aguas templadas el crecimiento se realiza durante las llamadas "estaciones de crecimiento", que van de primavera a finales de otoño la primera y a principios del invierno la segunda con dos etapas cada una (Burkhoder y Doheney, 1968):

1a. Estación de Crecimiento. 1a. Etapa : incluye desde la germinación de la semilla hasta la producción de la primera planta (Fig. 1 A-B); 2a. Etapa : desarrollo del rizoma de la primera planta hasta la formación de la segunda planta con sus ramas laterales (Fig. 1 C-F).

2a. Estación de Crecimiento. 3a. Etapa: la segunda planta se transforma en reproductiva, forma polen, florece, muere y se desprende. Las ramas laterales forman un segmento del rizoma, cada uno de los cuales lleva una planta terminal y ramas laterales. Finalmente, el eje principal del rizoma muere y deja libres a los rizomas laterales;

4a. Etapa y sucesivas: las ramas laterales desarrollan su rizoma, planta principal y ramas laterales para cada segmento de rizoma que se separó y permaneció vivo de la estación de crecimiento precedente.

En el otoño hay producción de hojas cortas que sobreviven el invierno y en primavera, en vez de alargarse, mueren conforme aparecen las hojas largas de verano (Tutin, 1942). La planta se considera perenne, pero se ha reportado la existencia de plantas anuales, lo que se ha interpretado como una variante natural (Den Hartog, 1973; Felger y Mc Roy, 1974; Keddy y Patriquin, 1978).

La existencia de espacios intercelulares altamente desarrollados, llamados lagunas de aire es una adaptación común entre las plantas vasculares acuáticas. Estos espacios pueden representar un 70% del tejido vegetal y en las raíces representa un 60% del volumen. Las lagunas de aire permiten que el oxígeno sea transportado hasta las raíces, permitiendo una respiración aeróbica aunque el medio ambiente sea anaeróbico (Dacey, 1981). (Figs. 2 y 3).

Como mencionamos anteriormente, la principal característica de los pastos marinos es su elevada producción primaria (Westlake, 1963; Mc Roy, 1973; Zieman y Wetzel, 1980). En las zonas en las que encontramos poblaciones de estas fanerógamas, generalmente son ellas la principal fuente de energía, llegando a influir en la red trófica de lugares distantes a donde los encontramos (Rasmussen, 1977; Kikuchi, 1980).

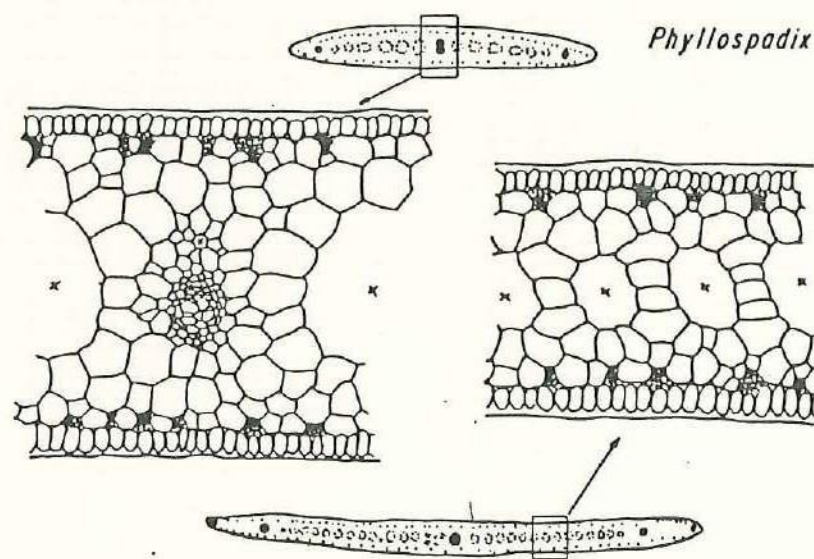
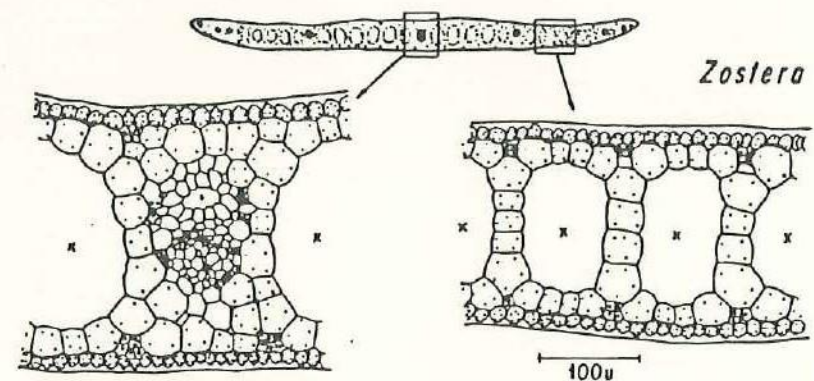


Figura 2.- Detalle de las hojas de *Zostera* y *Phyllospadix* (tomado de Tomlinson, 1980). A baja resolución las lagunas aéreas se muestran con la línea punteada. A mayor resolución se indican con una equis.

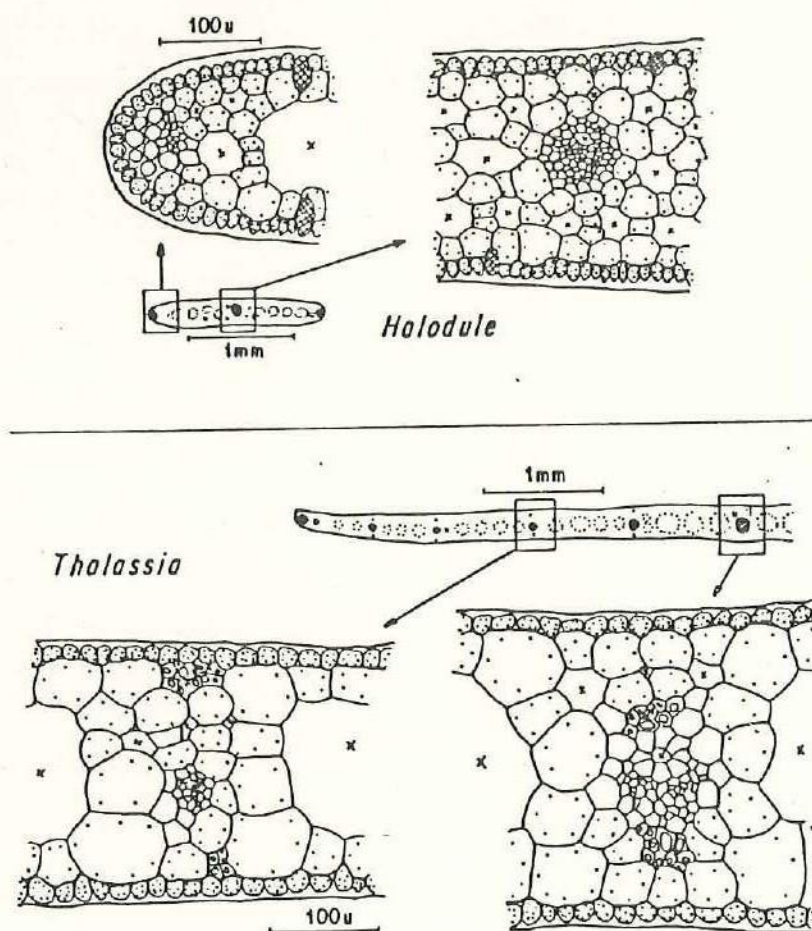


Figura 3.- Detalle de las hojas de *Halodule* y *Thalassia* (tomado de Tomlinson, 1980). A baja resolución las lagunas aéreas se muestran con líneas punteadas. A mayor resolución se indican con una equis.

No obstante que los estudios sobre pastos marinos son cada vez más numerosos en todo el mundo y muestran la gran importancia de éstos, en México han sido pocos. Sólo durante los años sesentas (Lot-Helgueras, 1971) se realizaron trabajos sobre ellos y desde principios de los setentas no se había financiado ningún proyecto que se enfocara específicamente a este grupo de vegetales (Lot-Helgueras, comunicación personal).

El primer estudio de fanerógamas marinas en México corresponde a Lot-Helgueras (1971), quien trabajó con T. testudinum enfocándose a la ecología (distribución, sociabilidad y biomasa) de la planta. La producción de esta misma especie ha sido estudiada por Barreiro (1983) en la Laguna de Términos Campeche, representando el único estudio, anterior a éste, en el que se haya evaluado la producción de algún pasto marino en México. Este estudio constituye la primer evaluación de la producción de Z. marina en México.

Factores Limitantes de la Producción Primaria de Zostera marina

Por producción primaria se entiende a la producción fotosintética de materia orgánica realizada por los vegetales que contienen clorofila, mediante la transformación de la energía radiante del sol en otro tipo de energía que puede ser utilizada por los organismos heterótrofos (Margalef, 1980). Al respirar se consume internamente parte de la energía para mantener el metabolismo de la planta; el resto se acumula en el cuerpo del organismo. A esta parte se le conoce como producción primaria neta (producción aparente). Woodwell et.al (1973) la define como el cambio neto en la cantidad de carbono presente por unidad de tiempo. Westlake (1963) la considera muy importante porque esta es la materia disponible para ser consumida e integrarse a niveles superiores de la red trófica. Evaluarla es una herramienta importante para obtener una buena idea de la función ecológica de una superficie terrestre (Woodwell et.al, 1973; Vollenweider, 1963) Para los vegetales marinos en general y los pastos marinos en especial se ha dicho que las variables ambientales que controlan la producción primaria son: la iluminación, la temperatura, la disponibilidad de nutrimentos, la salinidad y la velocidad del agua (McRoy y McMillan, 1977; Short, 1980).

La irradiancia es el factor ambiental más importante sobre la producción primaria de Z. marina (Backman y Barilotti, 1976; Dennison y Alberte, 1982). Drew (1979), realizó ensayos con esta variable ambiental concluyendo, de acuerdo con la mayoría de los autores, que Z. marina no requiere de intensidades luminosas particularmente altas, con respecto a otras especies de vegetales acuáticos. Debido a su distribución espacial estas hidrofitas son descubiertas y expuestas a la desecación y la recepción directa de la radiación solar, lo que provoca la fotorespiración que reduce su eficiencia fotosintética (Zieman y Wetzel, 1980). El límite superior de la distribución de Z. marina está influenciado por el tiempo de cobertura del agua y el período de desecación durante las mareas bajas (Keller y Harris, 1966). El límite inferior está controlado por la cantidad de iluminación que reciben (Luther, 1951).

El aumento de la temperatura incrementa la producción de Z. marina hasta alcanzar un valor máximo que varía de acuerdo a la localidad, disminuyendo cuando se rebasa este punto crítico (Diehl y McRoy, 1971; Short, 1980).

Z. marina presenta una producción elevada durante parte del año, por lo que requiere de una fuerte demanda de nutrientes. Resuelve este problema gracias a su elevada

capacidad para captarlos y reciclarlos. En el caso de los fosfatos estos son tomados en solución por las raíces y rizomas y una parte de ellos regresa a la columna de agua a través de las hojas. También puede haber absorción a través de las hojas. Esto sugiere que en la naturaleza Z. marina puede actuar tanto como un sumidero como una fuente de fósforo disuelto en aguas estuarinas. Se ha demostrado que Z. marina puede tener el 99% del fósforo del sistema (McRoy y Barsdate, 1970).

Bajo condiciones especiales de iluminación, temperatura, salinidad y pH, excreta carbohidratos (disminuyendo su capacidad fotosintética) y sustancias nutritivas (ej. amoníaco). Además las hojas o fragmentos de éstas al desprenderse, o al morir, enriquecen la columna de agua vía los procesos de degradación (Zieman, y Wetzel, 1980).

Eliebl y McRoy (1971) trabajaron con Z. marina en Alaska y encontraron que la producción primaria disminuye bajo y sobre la salinidad del agua de mar promedio.

Las corrientes de baja velocidad incrementan las tasas fotosintéticas, y al igual que sucede con la temperatura, existe un valor crítico. Z. marina lo alcanza a los 0.84 nudos (Short, 1980).

Métodos para Estimar la Producción Primaria de los Pastos Marinos

Algunos de los métodos que se han usado para medir la producción de los pastos marinos son adaptaciones de los usados con el fitoplancton, con sus ventajas y desventajas, mismas que habría que reconsiderar por el hecho de que se trata de una macrofita altamente especializada (Westlake, 1963). La producción se ha medido utilizando los métodos estáticos y los dinámicos (Wetzel, 1964). Los primeros comprenden principalmente la determinación de los cambios en la cosecha en pie (standing crop) estacionalmente (Petersen, 1913 y Mann, 1972). Ott (1980) al respecto, dice que la producción primaria es un fenómeno tan dinámico, en el que existe crecimiento y decaimiento simultáneo, no puede aplicarse a períodos muy largos sin hacer una corrección por las hojas perdidas. Los métodos dinámicos comprenden al método del oxígeno y el del ^{14}C . El principio en que se basa el método del oxígeno es el de medir los cambios en la concentración del oxígeno disuelto en la columna de agua, relacionándolos a la actividad fotosintética y considerando la respiración. Este método permite obtener información sobre la producción neta, la producción bruta y la respiración de la comunidad pero se necesita hacer lecturas de gran precisión y con un número elevado de réplicas (Bott

et al., 1978).

La principal fuente de error en la utilización del método del oxígeno en pastos marinos es la acumulación del oxígeno en el sistema de lagunas aéreas. Esto ocasiona que las variaciones en las concentraciones de oxígeno disuelto sean muy bajas (Hartman y Brown, 1966).

En el método del ^{14}C , se asume: 1) que una pequeña cantidad de carbono marcado, añadida a una muestra de agua conteniendo material biótico, es asimilada a la misma velocidad que el compuesto correspondiente no marcado y que normalmente se presenta en el agua; 2) el trazador es incorporado a la materia orgánica únicamente durante la fotosíntesis. Como requisito debe de conocerse el contenido del CO_2 del agua experimental (Steeman-Nielsen, 1952).

El empleo de este método en pastos marinos también es inadecuado, ya que el Carbono acumulado en las lagunas aéreas diluye el ^{14}C , provocando una subestimación en la producción, que puede llegar hasta un 40% (Sondergaard y Sand-Jensen, 1979). Una variación más adecuada de las determinaciones de biomasa, que también elimina los problemas debidos a la acumulación de gases en las lagunas aéreas, es el método propuesto por Zieman (1968) que consiste en contar y marcar todas las hojas de los pastos dentro de un

cuadrado (fig. 4), dando un lapso corto de "incubación", que puede ir de unos días a un par de semanas. Este método consiste básicamente en perforar las hojas para seguir el crecimiento de acuerdo al desplazamiento que la cicatriz (causada por la perforación) experimentará, su utilización requiere de un buen conocimiento de la morfología vegetativa de la planta (Patriquin, 1973).

El método original presentaba dos limitaciones: 1) consideraba exclusivamente a las hojas, ignorando parte de la biomasa aérea (vainas) y toda la biomasa subterránea, misma que puede representar de un 75 a un 85 % de la biomasa y una porción desconocida de la producción. (Zieman, 1974; West y Larkum, 1979). 2) El uso de las grapas no se puede generalizar a todas las especies de pastos, ya que en géneros de hoja más delgada resultan inadecuadas. Tal es el caso de Z. marina.

Ambas limitaciones han tratado de ser resueltas por diferentes autores. Patriquin (1973) encontró la solución para medir la producción subterránea. Basándose en las cicatrices que se presentan en el tallo de T. testudinum, asumió una periodicidad de 15 días en la formación de una hoja nueva y que a cada una de estas cicatrices le corresponde una hoja, con lo que estimó la edad de la planta. Para calcular la tasa de producción del rizoma

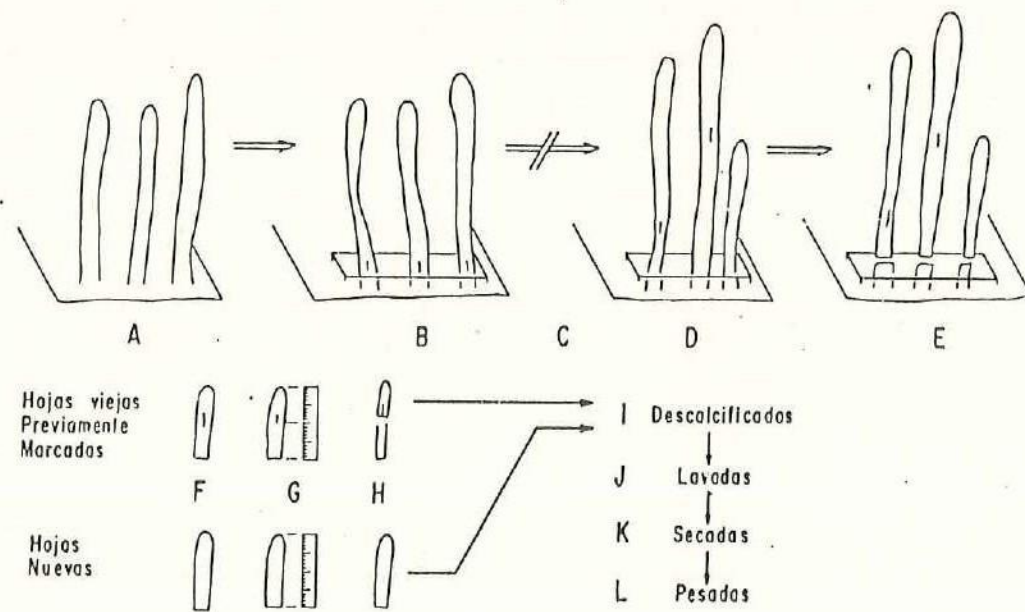


Figura 4.- Método de marcado de hojas (tomado de Zieman, 1968). Tallos en la pradera de pastos. B) Se rodean de un cuadrado y se engrapan en su base. C y D) Representan el crecimiento que tiene lugar durante el período de incubación. E) Colecta en el campo. F) Una vez en el laboratorio las hojas se dividen en las hojas viejas y jóvenes. G) Se miden. H) Se separa la fracción que representa el crecimiento nuevo para proseguir el proceso indicado en los incisos I - L.

dividió la longitud del rizoma entre dos plantas por la diferencia de sus edades. Para el caso de Z. marina es distinto, porque no presenta cicatrices en el rizoma, por lo que se tuvo que asumir que, como T. Testudinum a cada hoja le corresponde un nodo y los segmentos del rizoma se deben formar a la misma velocidad que las hojas (Sand-Jensen, 1975).

La segunda limitación ha tenido soluciones más variadas: Sand-Jensen (1975) con Z. marina usó un plumbón no tóxico y marcó las tres hojas más jóvenes con una línea paralela a la base de las hojas a una altura de 3 cm de la vaina de la tercer hoja, además se marcó la hoja más joven. Mukai, et al. (1979) con Z. marina usaron hilo de pescar amarrando las hojas en su base y marcando la hoja más joven con plumbón no tóxico. West y Larkum (1979) con Posidonia australis se valieron de una perforadora para hacer un pequeño hoyo en la hoja. Zieman et. al (1979) con T. testudinum y Syringodium filiforme usaron grapas de papel adhesivo no tóxico. Ott (1980) con P. oceanica perforó las hojas a 1 cm de la base de cada hoja. Kentula (1983) perforó las hojas de Z. marina con una aguja hipodérmica cerca de la base y marcó con hilo de pescar la segunda hoja más joven para diferenciar las plantas tratadas y monitorear la dinámica de aparición y pérdida de hojas.

El método de Zieman (1968) no sólo permite obtener una información más real de la producción, sino del conocimiento del ciclo de vida (aparición de retoños, ramas laterales, flores, etc.). Además permite hacer un análisis del crecimiento de hojas individuales en un pasto: la hoja más joven es designada como la hoja número 1 (se presenta en el centro de el pasto y es la más pequeña) y cada hoja sucesiva alterna se numera en orden ascendente (Patriquin, 1973; Sand-Jensen, 1975). Igualmente, es posible hacer un estudio de la dinámica foliar de esta planta porque se conoce el número de hojas presentes en un tiempo inicial (al marcaje) y después de aproximadamente dos semanas (al coleccionar). Con estos datos se hace un análisis de las tasas de formación y desaparición de las hojas. Usando esta información Patriquin (1973) calculó el intervalo plastocrón (del griego *plastos* = formación y *chronos* = tiempo) que se considera el intervalo de tiempo necesario para la aparición de dos hojas sucesivas:

No. de plantas marcadas x periodo de observación (días)

P.I. = -----
--

No. de hojas nuevas en las plantas marcadas

Kentula (1983) define el intervalo de exportación como el intervalo de tiempo entre la defoliación de dos hojas sucesivas:

No. de plantas marcadas x periodo de observaci3n (días)

E.I. = -----

No. de hojas desaparecidas de los plantas marcadas
Ambos intervalos se expresan en días y proporcionan una
visi3n complementaria de la dinámica foliar.

Este método ha sido criticado por: Caye (1979) quien
menciona que es un método muy lento. Bay (1978) y Lipkin
(1979) quienes desconfían del crecimiento normal de las
hojas una vez que han sido marcadas, porque suponen que el
marcado puede interferir y alterar el proceso normal de
crecimiento. Al respecto los autores que han modificado el
método original mencionan que no se provoca daño alguno, o
que éste es mínimo (Sand-Jensen, 1975; Mukai et al., 1979;
West y Larkum, 1979; Kentula, 1983). Otra crítica es que,
el tratamiento con ácido para descalcificar las hojas
provoca una pérdida de peso importante; Bay (1978) encontró
pérdidas entre 15-50% trabajando con P. oceanica y
Thelin et al. (1982) con la misma especie reportan entre 15
y 40%. Recientemente Bedhomme et al. (1983) mencionan dos
críticas más: la primera es que el método original no toma
en cuenta las variaciones en largo, ancho y espesor de las
hojas presentes al marcar, particularmente de las partes que
quedan arriba de las marcas (grapas o perforaciones); y la

segunda, es respecto al alargamiento, que se considera resultado del crecimiento, o de la producción nueva. Estos autores mencionan que éste puede ser el resultado de transferencias de material hacia una hoja desde: la vaina, otra hoja o partes subterráneas. Ibarra-Obando (en prensa) resume las ventajas y desventajas del método de Zieman y menciona las siguientes desventajas: se requiere de un trabajo intensivo en el campo con la asistencia de mucha gente o de varios días, se necesita una técnica suplementaria para la medición de la producción subterránea y la precisión del método no ha sido bien determinada. Las ventajas del método son su costo reducido y la información que se obtiene sobre la biología de la planta.

En conjunto con las mediciones de la producción primaria, Vollenweider (1974) recomienda obtener la mayor cantidad de datos ambientales, entre los que están: la topografía de la zona, la precipitación anual, la concentración de nutrimentos, la salinidad, las temperaturas del agua y del aire, la irradiación solar, el tipo de sedimentos, dirección y velocidad de los vientos. Toda esta información permitirá hacer una mejor interpretación de los resultados.

Para este trabajo se eligió el método de marcado de Zieman (1968), modificado por Kentula (1983), por considerarlo el más adecuado para México, país donde la biología

de Z. marina se conoce aún incipientemente (Aguilar R., en prep. y Poumián-Tapia, en prep.) no se cuenta con un elevado presupuesto para la investigación científica.

OBJETIVOS

1) Evaluación de la producción primaria neta aérea (entiendase como tal a la producción de las hojas) de Z. marina en un banco fangoso de Bahía Falsa San Quintín, B. C., utilizando el método de marcado de Zieman (1968) modificado por Kentula (1983).

2) Conocer si las diferencias en la altura respecto al nivel medio de la marea afectan la producción primaria de los pastos marinos.

3) Conocer la dinámica foliar de Z. marina para esta zona.

4) Comparar la producción de Zostera marina en San Quintín con la de otras zonas geográficas.

MATERIALES Y METODOS

Descripción del área de estudio

La morfología de la Bahía de San Quintín ha sido descrita por varios autores. Barnard (1962) y Gorsline y Stewart (1962), definen a la Bahía de San Quintín como una laguna costera localizada sobre la costa occidental de Baja California entre $30^{\circ} 29' - 30^{\circ} 30' N$ y $115^{\circ} 57' - 116^{\circ} 01' W$. La orientación general es Norte-Sur, con una boca permanentemente abierta en dirección Sur, por la cual atravieza un canal estrecho de aproximadamente 200 m de ancho en la superficie. El área total de la Bahía es aproximadamente 46.2 Km^2 a N.M.M. (Nivel Medio de la Marea). Su canal principal es angosto y sinuoso con dos ramificaciones. La profundidad promedio de estos canales es del orden de ocho metros (Del Valle-Lucero, 1979). La ramificación Oeste es llamada Bahía Falsa y la ramificación Este, Bahía de San Quintín (o Bahía de San Simón) y ambas con una orientación NW-SE (Fig. 5).

El canal presenta confluencias agudas especialmente en el inicio de Bahía Falsa. Entre las dos ramificaciones existen dos estructuras geológicas de origen volcánico Monte Ceniza y Monte Kenton. Al Oeste y Sur del cuerpo de agua

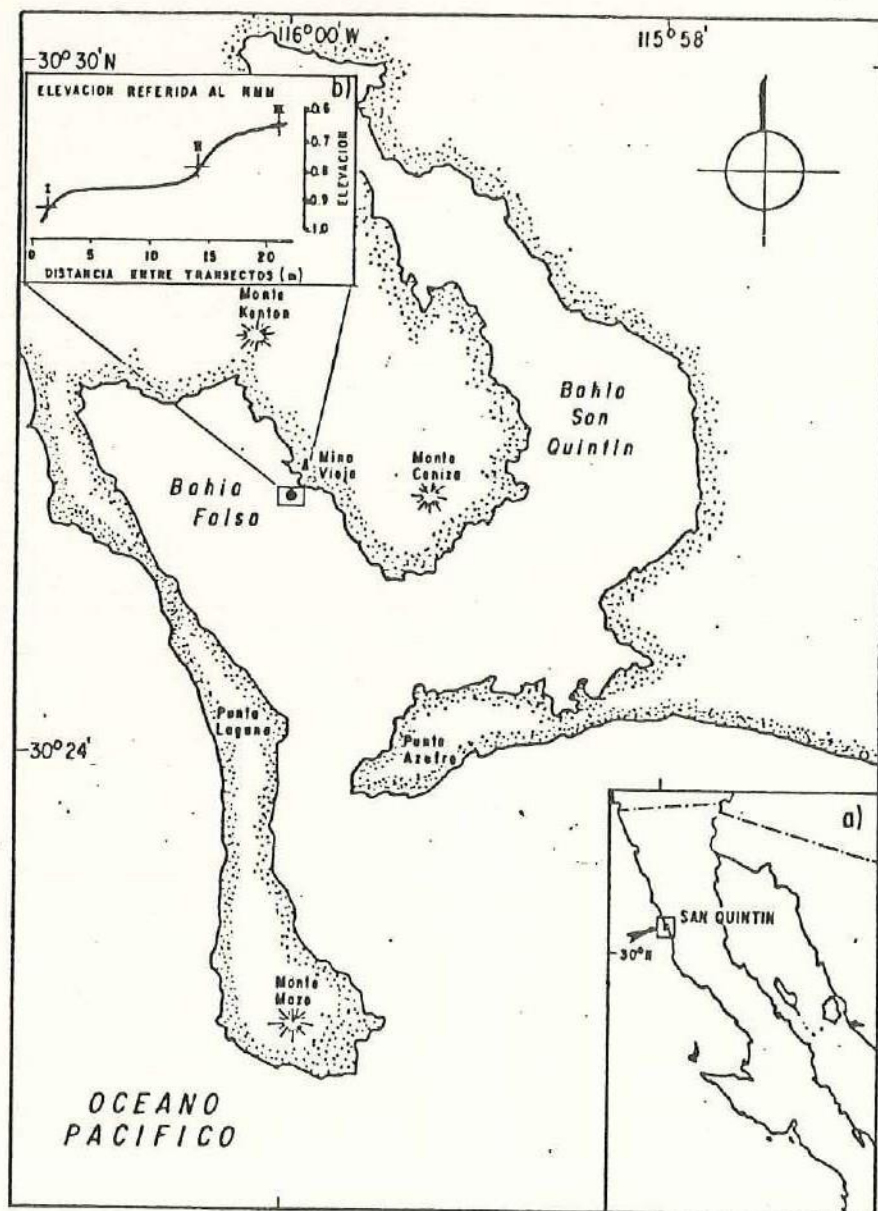


Figura 5.- Localización del área de trabajo (•) en la Bahía de San Quintín. Esta zona corresponde a un banco ranoso frente a Mina Vieja, cubierto de *Zostera marina*. b) Perfil de los transectos colocados a diferente altura respecto al nivel medio del mar.

existen dos barras de arena limitándolo del Océano Pacífico. Ambas barras presentan también extensas zonas someras de fondo lodoso (Del Valle-Lucero, 1979). Dawson (1962) describe la ocurrencia de una extensa población de Z. marina en la laguna.

Los tipos de fondo en ambas bahías y el canal principal presentan gran variabilidad. En la boca, segmentos posteriores y cercanos a ésta se observa arena y fondo lodoso endurecido. Progresivamente, entre la unión de ambas ramificaciones y Bahía de San Quintín, el canal principal tiene márgenes con Z. marina y fondo blando con mayor frecuencia en su margen Este. El promedio de profundidad de Bahía de San Quintín es de 8 m, con los valores mas altos cerca de la boca. Finalmente Bahía Falsa tiene un canal generalmente estrecho con fondo y margen volcánica al Este de la Bahía. La margen Oeste del canal está caracterizada por lodos y bajos de arena, presenta una profundidad promedio de 4 m (Del Valle-Lucero, 1979).

El clima en esta zona es árido. Solo durante el invierno se observa precipitación con promedio anual de 5-10 cm. La corriente de California frente a las costas de la Bahía de San Quintín es parcialmente responsable de un clima benigno en la zona. Durante la primavera y verano existen vientos intensos del Noroeste, su variación es diurna y

tienen magnitud hasta de 35 Km por hora. Estos vientos son los responsables de las densas neblinas que se presentan en el área (Del Valle-Lucero, 1979).

En Baja California, hace más de una década que la Bahía de San Quintín ha sido objeto del interés científico puesto que posee características ideales para su utilización acuicultural (Alvarez-Borrego y Chávez de Nishikawa, 1974; Islas-Olivares et. al., 1978). La mayoría de los estudios caracterizan a la Bahía de San Quintín desde el punto de vista físico-químico enfocados a evaluar su potencial productivo (Millán-Núñez y Alvarez-Borrego, 1978, Lara-Lara, 1979 Monreal-Gómez, 1980), todos ellos la consideran un cuerpo de agua fértil, principalmente B. Falsa.

Para este trabajo se eligió un banco fangoso con un área aproximada de 2.956 Km² frente al campo pesquero "El Chute" en Bahía Falsa (Fig. 5). El lugar es ideal porque se descubre dos veces por mes (debido al tipo de marea), es fácilmente accesible y presenta una extensa pradera de Z. marina.

Metodología de campo

En la zona intensiva de trabajo, fueron marcados tres transectos de 100 m de longitud cada uno siguiendo una isolínea de nivel con una diferencia en su altura de 0.15 m (referidos al nivel medio del mar) (fig. 5b). El nivel medio del mar fué calculado por la Sección de Mareografía del CICESE. Se denominó transecto I al más profundo (-0.95 m), transecto II al intermedio (-0.80 m) y transecto III al más somero (-0.65 m). La diferencia en altura de los transectos implica que se tengan diferentes horas de exposición para cada uno, siendo el más expuesto el III y menos el I.

Para tener una mejor apreciación de las diferencias entre los transectos, se obtuvieron las horas de exposición a que estuvieron expuestos éstos a partir de los datos de la predicción de marea para la Bahía de San Quintín proporcionados por la Sección de Mareografía de CICESE. A éstos se les aplicó un programa que calculó el tiempo de exposición a que estuvieron expuestos cada uno de los transectos durante el intervalo de marcado y colecta. El programa se presenta en el apéndice I.

Los transectos se consideraban divididos en parcelas o

segmentos de 0.5 m (a las que se les consideraba unidades de trabajo). En los transectos se colocaron estacas cada 5 m, lo que nos permitía tener 10 segmentos entre dos estacas. De las 200 parcelas por transecto se elegían, al azar y sin reemplazo cinco de ellas en cada ocasión (fig. 6).

Los transectos fueron visitados en trece ocasiones. La primera el 22 de junio para marcar y la última el 14 de diciembre de 1982 para coleccionar. En las visitas intermedias se coleccionaban y marcaban las plantas simultáneamente. En total se completaron doce ciclos con un período de incubación aproximado de dos semanas (tabla I).

Marcado.— Se siguió la metodología de Kentula (1983). Se identificaba cada parcela con la ayuda de una cuerda de 5 m con divisiones de 0.5 m, que se amarraba en sus extremos a dos estacas. Las diez primeras parcelas o segmentos del transecto se encontraban entre la primera y segunda estaca, de la 11 a la 20 entre la estaca dos y la tres, sucesivamente hasta llegar a la parcela 200 y última del transecto (fig. 6). De cada parcela que se elegía, y hacia su lado izquierdo se escogían tres pastos en estadio vegetativo representativos de la zona (en tamaño y apariencia), en total 15 pastos por transecto. Después de haber contado el número de hojas presentes en la planta, se perforaban con una aguja hipodérmica No. 2 cerca de su base. Esta perfora-

TRANSECTO

200 190 180 170 160 , , 80 70 60 50 40 30 20 10 0

ESTACAS A INTERVALOS DE
5 m A LO LARGO DE UN
TRANSECTO DE 100 m.

70 60
70 69 68 67 66 65 64 63 62 61

UN INTERVALO DE 5 m CON
10 PARCELAS DE 0.5 m.

UNA PARCELA DE 0.5 m.

CUENTA MARCADA

Figura 6.- Subdivisión de los transectos y ubicación de los pastos marcados dentro de la parcela a muestrear (tomado de Kentula, 1933).

Tabla I.- Calendario de muestreos de Producción en la
bahía Falsa, San Quintín D. C., México.

Muestreo	Fecha de Marcado	Fecha de Colecta
01	22 de jun 82	07 de jul 82
02	06 de jul 82	20 de jul 82
03	20 de jul 82	03 de ago 82
04	03 de ago 82	18 de ago 82
05	18 de ago 82	01 de sep 82
06	01 de sep 82	15 de sep 82
07	15 de sep 82	04 de oct 82
08	04 de oct 82	16 de oct 82
09	15 de oct 82	31 de oct 82
10	31 de oct 82	16 de nov 82
11	16 de nov 82	28 de nov 82
12	23 de nov 82	14 de dic 82

cibn se convirti6 en la marca que diferenciaba la biomasa presente al marcar del crecimiento nuevo, ya que las hojas presentan crecimiento en el meristemo basal (Zieman, 1968), y todo el crecimiento de las hojas se presenta por debajo de la marca.

Para facilitar la identificaci6n de los pastos marcados se dejaban tres tipos de se~ales:

1) Marcadores de hilo de pescar. En la segunda hoja m6s joven se colocaba un marcador de hilo para pescar (fig. 7a), este consistia de una punta de hilo grueso o aguja (2-4 cm) y un filamento de hilo delgado (15 cm de longitud) al que se le hacfa un nudo corredizo en uno de sus extremos y se le pegaba con goma "Loka" una cuenta de pl6stico (de color) cerca del nudo. La aguja se pegaba con goma "Loka" al extremo contrario del nudo corredizo (fig 7b). Con la aguja se atravesaba la segunda hoja m6s joven, se hacfa pasar el hilo de pescar delgado hasta la cuenta de pl6stico y luego se pasaba en varias ocasiones la aguja por la abertura del nudo. Esto dejaba seguro el marcador en la hoja.

2) Aros de PVC. Consistfan de varillas de PVC (1/8") de unos 25 cm de longitud a las que se les dobl6 un extremo en forma de c6rculo sin cerrar. Se pintaron amarillo, rojo y naranja (pintura de aceite). En el campo, por la abertura

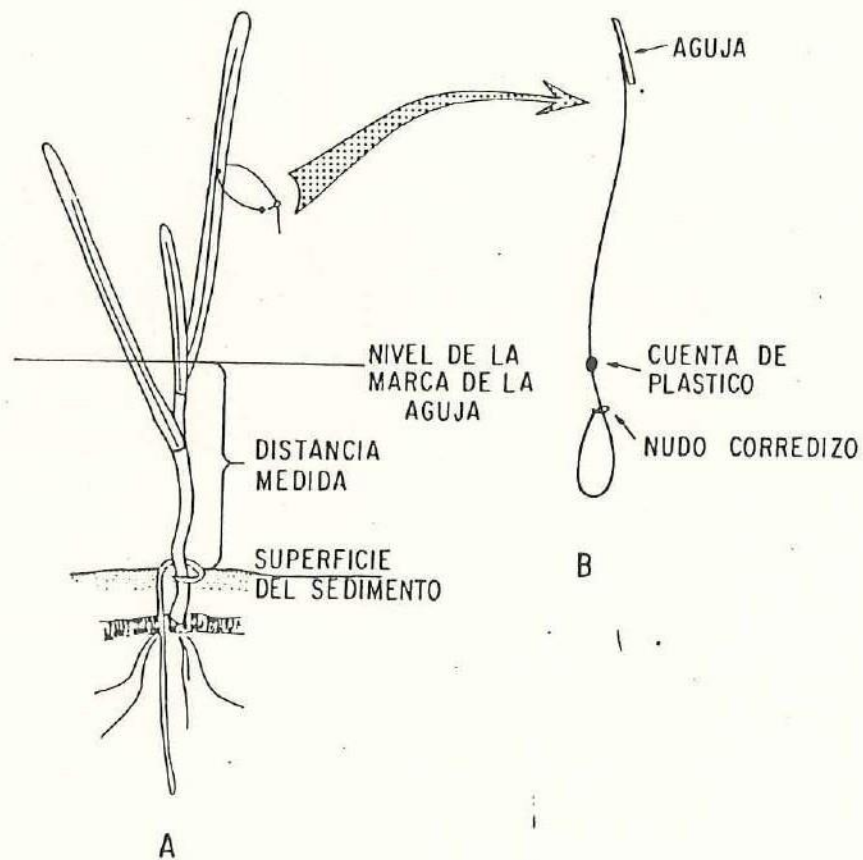


Figura 7.- "Marcadores" diseñados por Kentula (1983) para *Zostera marina*. A) Aspecto de un tallo marcado. B) Detalle de un marcador hecho con hilo de pescar.

del aro, se dejaba pasar la base del pasto marcado y se enterraba la parte recta en el sedimento, hasta que la parte circular quedaba unos milímetros sobre éste (fig. 7a).

3) Estacas de PVC. Estacas de PVC (1/4') de aprox. 35 cm de longitud pintadas de rojo o amarillo (pintura de aceite). Se colocaban, aproximadamente en el centro de los tres pastos que se marcaron. Se sumergían en el sedimento hasta dejar fuera unos 15 o 20 cm.

En los pastos en los que se presentaba rama lateral, las hojas de esta eran contadas y marcadas de igual manera.

Colecta.— Después de aproximadamente dos semanas se colectaban los pastos, localizándolos tanto con ayuda de la cuerda marcada, como con la estaca de PVC roja o amarilla que marcaba la zona en la que se encontraban los tres pastos marcados. Finalmente cada pasto era localizado por el aro PVC en la base de cada uno de ellos. Cada pasto marcado era cortado a nivel del sedimento y guardado en una bolsa de polietileno etiquetada. Todos se mantuvieron en refrigeración hasta su procesamiento en laboratorio.

Se tuvo el cuidado de mantener las hojas en la posición original que tenían en la planta, para poder reconocer su orden de aparición y estudiar su crecimiento diferencial.

Metodología de laboratorio

Cada planta se colocaba en un tamiz que era sumergido en agua destilada durante unos minutos (siempre con cuidado de no perder el orden original de las hojas). Se contaban el número de las hojas presentes para poder calcular las hojas exportadas, nuevas y los intervalos plastocrón y de exportación. Posteriormente, éstas se cortaban en su base y se acomodaban en una placa de vidrio en orden de aparición. En este paso era necesario recordar que las hojas de Z. marina aparecen en forma alterna y de adentro hacia afuera como lo ilustra la fig. 8a. En la placa de vidrio se medía el largo total de las hojas y se cortaban las hojas marcadas a la altura de la cicatriz dejada por la aguja hipodérmica, para separar el crecimiento nuevo (aparecido entre el marcado y la colecta) (Zieman, 1968). Este fragmento de hoja que representaba el crecimiento, se medía y se colocaba en otra placa de vidrio, marcando a que pasto correspondía como se ve en la fig. 8b. Se medía el crecimiento tanto de la planta principal como el de las ramas laterales y se colocaba en la misma placa de vidrio. Las placas de vidrio eran cubiertas con papel aluminio y congeladas para posteriormente ser liofilizadas, asegurando así su preservación. El proceso de liofilizado se realizó durante 24 hrs. a una temperatura constante de -50 grados centígrados y una

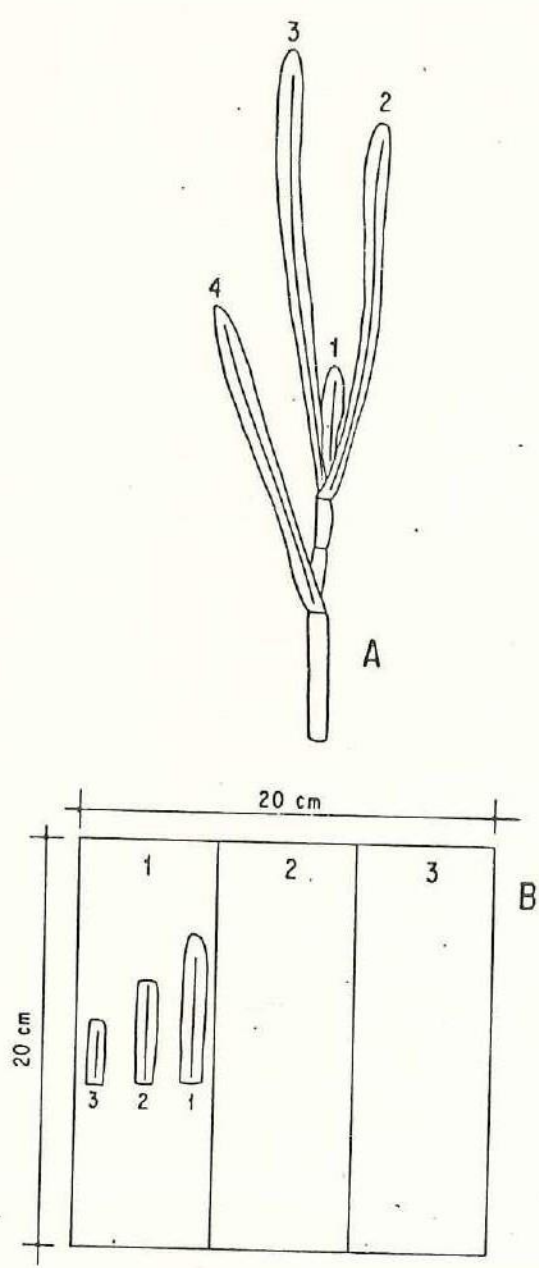


Figura 6.- Producción aéreas en *Zostera marina* (tomado de Ibarra-Obando, en prensa). A) Forma de numerar las hojas para saber cuál es la que se debe marcar y poder analizar el crecimiento diferencial. B) El crecimiento nuevo de cada hoja se coloca en una placa de vidrio de 20 x 20 cm. Nótese que en la hoja 4, la más vieja, ya no hubo crecimiento. Dividiendo la placa en tres partes iguales se puede acomodar el crecimiento de los tres tallos marcados por parcela.

presión de 10 milímetros. Se eliminaban los organismos epifíticos raspando las hojas con ayuda de un cubreobjetos de plástico pegado entre dos portaobjetos (Kentula, 1983).

Una vez eliminadas las epifitas, en su mayoría diatomeas, se determinaba el peso seco de los fragmentos de hoja que representaban el crecimiento secundario en el horno durante 96 hrs a una temperatura de 70.0 grados centígrados. Posteriormente se obtenía el peso seco libre de cenizas (contenido de materia orgánica) de la producción de Z. marina quemando el material en la mufla a 550 grados centígrados durante 48 hrs. Finalmente las muestras se dejaban otras 96 hrs en el horno a 70.0 grados centígrados para que éstos fueran comparables con los de biomasa (Poumian-Tapia, en preparación) de acuerdo con las recomendaciones de Kentula (1983).

Con los resultados de laboratorio fue posible expresar el crecimiento en términos de longitud (cm), así como en peso (gr). Con los datos de hojas nuevas (aparecidas) y hojas exportadas (desaparecidas) entre las fechas de marcado y de colecta, se obtuvieron las tasas de producción y exportación de hojas por muestreo; se calculó también el intervalo plastocrón y el intervalo de exportación (Patriquin, 1975; Kentula, 1983).

Producción subterránea

Este trabajo no tuvo como objetivo la evaluación de la producción subterránea, sin embargo, con el propósito de tener una mejor visión de la dinámica productiva de Z. marina se efectuaron dos estimaciones de ésta: la primera del 4 de octubre al 16 de noviembre y la segunda del 31 de noviembre al 14 de diciembre, siguiendo el método que usaron Jacobs (1979) y Kentula (1983). Este método es descrito ampliamente por Ibarra-Obando (en prensa) y se puede observar de una manera gráfica en la figura 9. Consiste básicamente en determinar el número de hojas que aparecen entre un tiempo cero (cuando se marca inicialmente la segunda hoja más joven de los pastos) y el momento de la colecta después de seis semanas. Al final se obtiene el número de hojas producidas y como se parte del hecho que puesto que cada hoja corresponde sólo a un nodo, los segmentos del rizoma. Se deben de formar a la misma velocidad que las hojas (Sand-Jensen, 1975; Mukai et al., 1979).

En el laboratorio se separaron los rizomas y se siguió la misma técnica que para las hojas, con la diferencia de que no se midieron longitudes y que en lugar de usar placas de vidrio durante el proceso se usaron recipientes de aluminio, previamente llevados a peso constante.

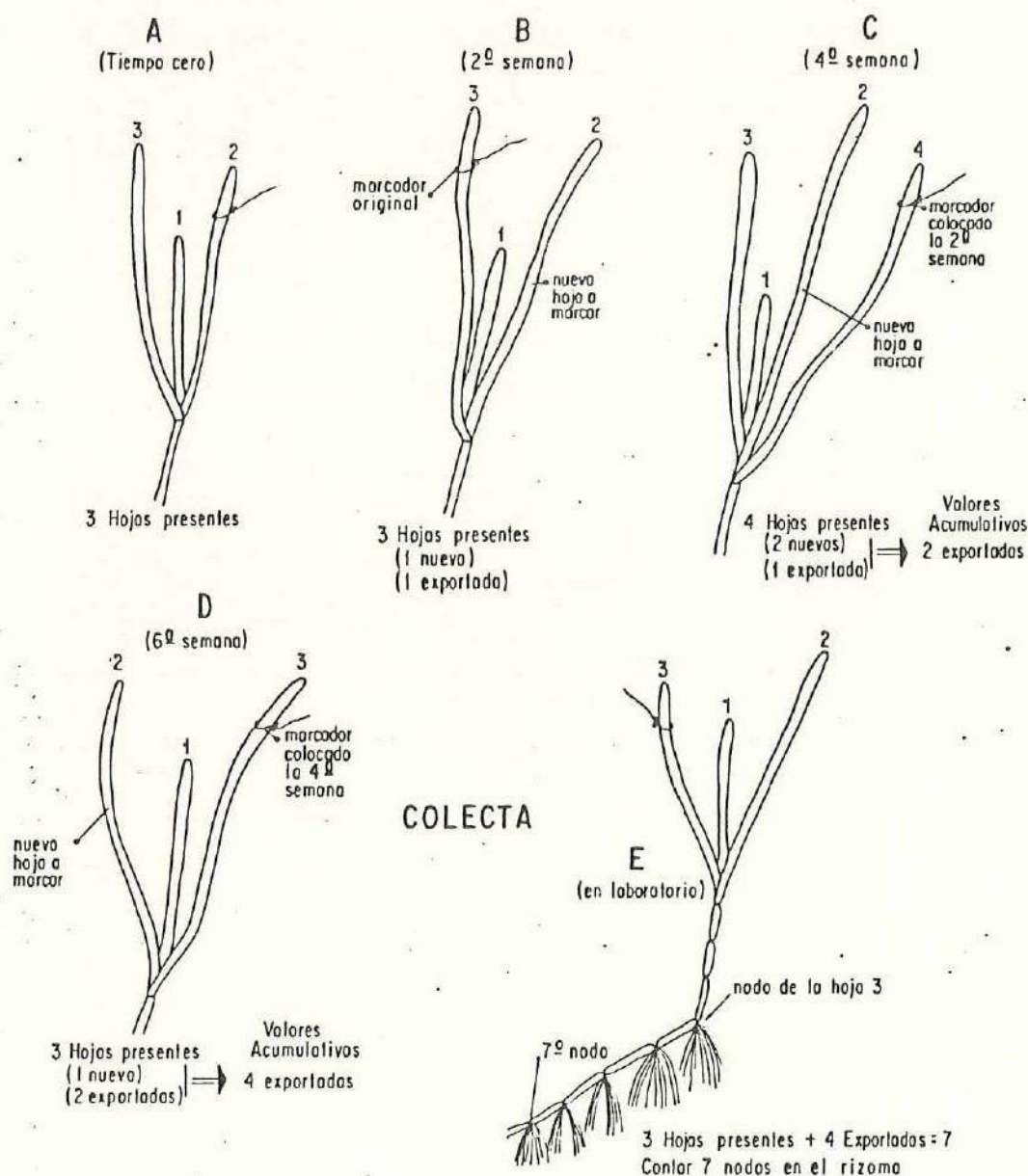


Figura 9.- Producción subterránea en *Zostera marina* (tomado de Ibarra-Obando, en prensa). Durante seis semanas se sigue de cerca la dinámica de las hojas, tomando nota del número de hojas exportadas y hojas nuevas, teniendo cuidado de cambiar los marcadores para poder reconocer los tallos marcados (A-D). La colecta debe incluir también la parte subterránea para poder contar el número de nodos que representan la producción subterránea (E).

Análisis de Resultados

A los datos de crecimiento en gramos, crecimiento en centímetros y número de hojas (nuevas y exportadas) se les aplicó una prueba de bondad de ajuste a la distribución normal (χ^2 de Pearson y de Kolmogorov-Smirnov) de la librería de programas ESIMSL del Centro de Cálculo Electrónico (CCE) CICESE para saber si se ajustaban a la distribución normal. Las estadísticas descriptivas se calcularon con ayuda de los programas de MINITAB (Ryan, 1980). Se les aplicaron los análisis de varianza de dos vías paramétrico de la librería de programas de estadística para las Ciencias Sociales (Statistic Package for the Social Sciences <SPSS>) y no paramétrico (Wilson) de ESIMSL del CCE CICESE para determinar si presentaban diferencias estadísticas significativas en el tiempo (entre los diferentes muestreos) ó el espacio (las alturas de los transectos). Todas las pruebas estadísticas se efectuaron con un nivel de significancia del 5 %.

RESULTADOS

La figura 10A y B muestran las horas de exposición que tuvieron cada uno de los transectos a lo largo del tiempo de muestreo. Se observa que el transecto I (-0.95 m) es el que tuvo menos horas de exposición, situación opuesta a la del transecto III (-0.65 m) por ser el más somero. Esta gráfica exagera un poco las diferencias entre un muestreo y otro debido a que los periodos entre el marcado y la colecta no fueron constantes. Estos variaron entre 12 días para los muestreos ocho (4-10 oct. 1982) y once (16-23 nov. 1982), y 15 días para el cuatro (3-18 ago. 1982) y el doce (28 nov.- 14 dic. 1982). Los valores de la gráfica 10B son valores promedio diarios, que se pueden comparar directamente entre sí. En esta gráfica se puede ver que durante los últimos muestreos se presentan las variaciones más marcadas entre las horas de exposición de un muestreo al otro para todos los transectos.

En promedio, los periodos entre el marcado y la colecta son: transecto uno (-0.95 m) 14.6 días, transecto dos (-0.80 m) 14.4 días y transecto tres (-0.65 m) 14.3 días. Se aprecia claramente que son muy similares y en promedio se puede decir que fueron dos semanas de incubación.

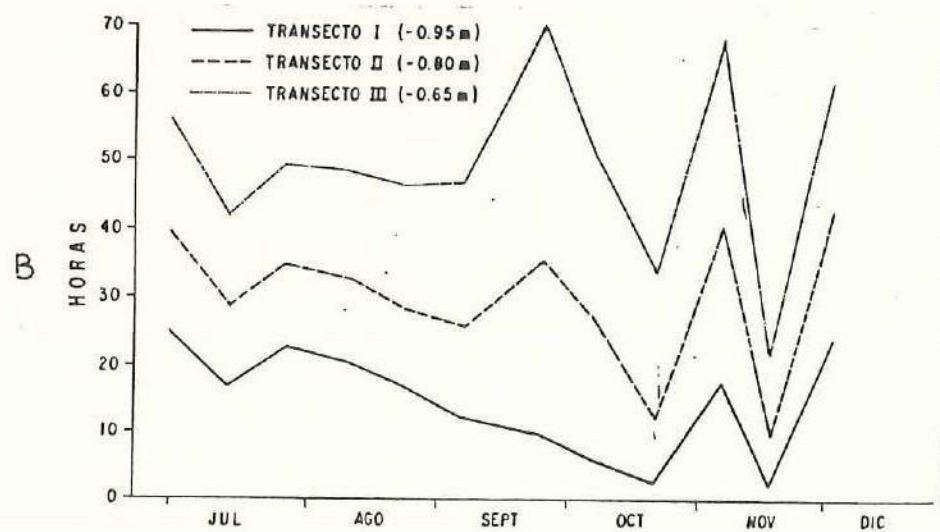
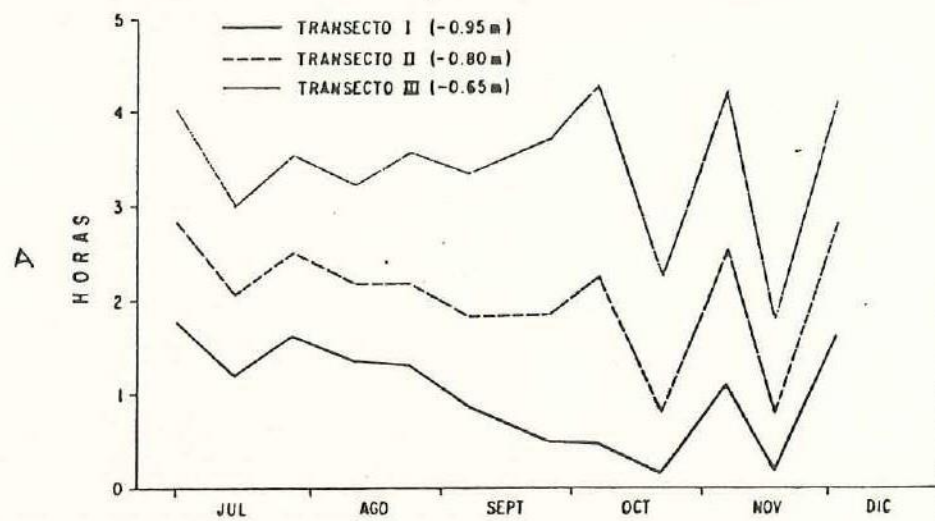


Figura 10.- A) Horas de Exposición para cada uno de los transectos por período de marcado-colecta. B) Horas de exposición promedio por día para cada uno de los transectos, ajustadas.

En total se trabajó con 390 plantas de las 459 que se marcaron (hubo un 15% de pérdidas), 131 para el transecto I con 19 pérdidas, 124 para el transecto II con 23 pérdidas y 135 para el transecto III con 24 pérdidas. El promedio de datos analizados para cada transecto y por muestreo fue 10.9, 10.3 y 11.3 para los transectos I, II y III respectivamente. La diferencia entre el número de plantas marcadas por transecto (15) y estos promedios se debió a que algunas desaparecían antes de la colecta. El número máximo de plantas por transecto fue 15, el transecto II no lo obtuvo en ninguna ocasión, su máximo fue 14 plantas. El número menor de plantas trabajados por transecto fue seis para los transectos I y II, y siete para el transecto III. El promedio de plantas que se perdían era muy similar para los transectos y variaba entre 4 y 5 plantas de las 15 marcadas por muestreo, lo que representa de un 20 a un 30 % de las marcadas por muestreo.

Los organismos elegidos eran escogidos entre los vegetativos porque los reproductivos tienen un menor número de hojas (Arber, 1920). Sin embargo, en ocasiones las características reproductivas no eran muy evidentes y se marcaron algunos pastos a principios de su estadio reproductivo, esto sólo se evidenciaba al momento que se colectaba el organismo. Hasta el cuarto muestreo se presentaron plantas reproductivas entre las escogidas para medir la

producción (menos de un 20% del total).

Del séptimo muestreo en adelante se observaron hojas en mal estado encontrándose algunas rotas, generalmente las más viejas (de la hoja cuarta en adelante). El banco fangoso mostraba en los primeros muestreos un color verde intenso que posteriormente cambió a un verde pardusco.

Crecimiento en gramos

Los análisis de varianza de dos vías paramétrico y no paramétrico al 5% de significancia, aplicados a los datos de producción en gramos de peso seco por día rechazaron la hipótesis nula (de igualdad de medias) para el factor altura de los transectos y la aceptaron para el factor tiempo y su interacción. La gráfica de los promedios y su desviación estándar (fig. 11) mostró que el transecto II y el III son diferentes del transecto I, por lo cual se unieron los resultados de los dos primeros. El error estándar como porcentaje de la media oscila entre un 15 y un 40% con un promedio para el transecto I de 23% y para los transectos II y III de 29% (Apéndice III).

La producción promedio en gramos de peso seco por pasto, por muestreo, se puede observar en la fig. 12A. En

producción (menos de un 20% del total).

Del séptimo muestreo en adelante se observaron hojas en mal estado encontrándose algunas rotas, generalmente las más viejas (de la hoja cuarta en adelante). El banco fangoso mostraba en los primeros muestreos un color verde intenso que posteriormente cambió a un verde pardusco.

Crecimiento en gramos

Los análisis de varianza de dos vías paramétrico y no paramétrico al 5% de significancia, aplicados a los datos de producción en gramos de peso seco por día rechazaron la hipótesis nula (de igualdad de medias) para el factor altura de los transectos y la aceptaron para el factor tiempo y su interacción. La gráfica de los promedios y su desviación estándar (fig. 11) mostró que el transecto II y el III son diferentes del transecto I, por lo cual se unieron los resultados de los dos primeros. El error estándar como porcentaje de la media oscila entre un 15 y un 40% con un promedio para el transecto I de 23% y para los transectos II y III de 29% (Apéndice III).

La producción promedio en gramos de peso seco por pasto, por muestreo, se puede observar en la fig. 12A. En

TRANSECTO I (-0.95m.)

TRANSECTO II (-0.80m.)

TRANSECTO III (-0.65m.)

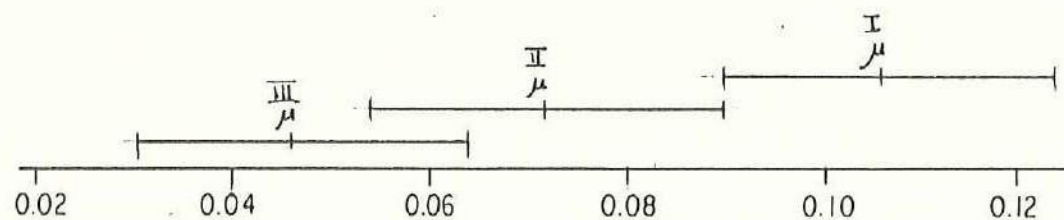


Figura 11.- Promedios y desviación estándar del peso seco en g /pasto/día día /día para todos los muestreos por transecto.

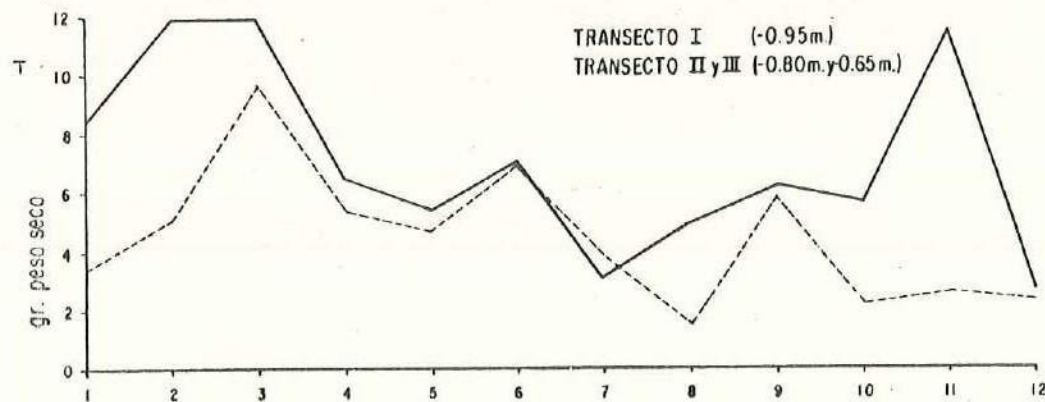
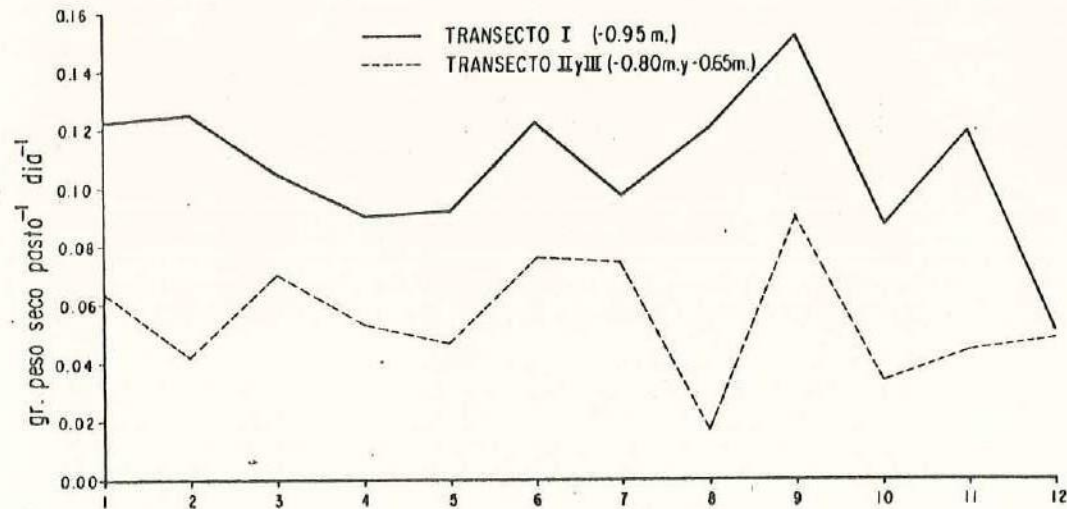


Figura 12.- A) Producción expresada en g de peso seco/pasto/muestreo B) Producción expresada en g de peso seco/m /día. Se unieron los transectos II y III.

ella no se puede distinguir ninguna tendencia sólo oscilaciones en la producción. Los valores oscilan en general entre 0.01 y 0.15 gr de peso seco por pasto, por muestreo. El séptimo muestreo tuvo el período de incubación más largo (19 días) y no mostró ningún crecimiento notable. Es interesante observar que si comparamos la gráfica 12A con la de las horas de exposición por muestreo (fig. 10A) se observa que estas gráficas generalmente presentan un comportamiento inverso: a los picos de una, corresponden los valles de la otra. Es decir, a mayor tiempo de exposición, menor producción por pasto.

En la Figura 12B (producción en gramos de peso seco por m^2 por día) se puede apreciar que para el transecto I existe un valle y dos picos, el valle de valores bajos se presentó de agosto a noviembre, con un valor mínimo en el séptimo muestreo (que tuvo el período de incubación más largo). El primer pico se presentó en julio y el segundo pico a finales de noviembre. Después de este segundo pico, se llega al valor mínimo en diciembre. La producción máxima fue de 11.9 gr de peso seco por m^2 por día para los muestreos de Julio.

Los transectos II y III presentan su máximo valor en julio (9.7 gr) y oscilan disminuyendo sus valores hacia diciembre. Notese que la tendencia es la misma que para el

transecto I, pero con un defasamiento a partir del séptimo muestreo. Tanto para el transecto I, como para los transectos II y III, estas oscilaciones no fueron suficientes para que los análisis estadísticos mostraran una diferencia significativa en el tiempo. Las diferencias entre el transecto I con respecto al II y al III, es menos obvia debido a que se multiplicaron los valores de producción por pasto por la densidad correspondiente a un metro cuadrado. Se observa que es menor la producción de los transectos II y III respecto al I, sólo en el séptimo muestreo se observa lo contrario debido a la mayor densidad de plantas encontrados por metro cuadrado en el transecto III.

La diferencia entre las figuras 12A y 12B se debe a que en el primer caso es la producción promedio de cada planta entre dos muestreos subsecuentes. Por lo tanto no sólo refleja las características propias de cada planta sino su respuesta a las condiciones ambientales. En el segundo caso ya no influyen tanto las variaciones individuales, sino la densidad de la comunidad.

La producción en g de peso seco por m² por día se expresa como g de ¹⁴C por m² por día en la tabla II, mediante la identidad:

$$g^{14}C = g \text{ peso seco} \times 0.38 \text{ (Westlake, 1963)}$$

Tabla II.- Producción expresada en g de $^{14}\text{C}/\text{m}^{-2}/\text{día}^{-1}$, según Westlake (1963), a partir de los resultados de peso seco $/\text{m}^{-2}/\text{día}^{-1}$.

Muestreos	Transecto I (gr $^{14}\text{C}/\text{m}^{-2}/\text{día}^{-1}$)	Transectos II y III (gr $\text{C}/\text{m}^{-2}/\text{día}^{-1}$)
01 (22 jun-07 jul)	3.2	1.7
02 (06 jul-20 jul)	4.5	1.9
03 (20 jul-03 ago)	4.5	3.7
04 (03 ago-18 ago)	2.4	2.1
05 (18 ago-01 sep)	2.0	1.8
06 (01 sep-15 sep)	2.7	2.6
07 (15 sep-04 oct)	1.2	1.2
08 (04 oct-16 oct)	1.9	0.6
09 (15 oct-31 oct)	2.4	2.2
10 (31 oct-16 nov)	2.2	0.8
11 (16 nov-28 nov)	4.4	1.0
12 (28 nov-14 dic)	1.0	0.9

Se observa la mayor producción en el transecto I y sólo en el séptimo muestreo (15 sep-4 de oct) los valores son iguales. Para el transecto I el rango de producción va de 1.0 a 4.5 g de ^{14}C por m^2 por día. Para los transectos II y III va de 0.6 a 3.7 g de ^{14}C por m^2 por día. Es interesante notar que no se distingue un período de máxima producción, sino que esta fué continua durante los meses de estudio.

Se obtuvieron los datos de gramos de carbón por m^2 por día a partir de los de peso seco libre de cenizas de acuerdo a Westlake (1965), que dice que el 46.5% de este peso es carbón y se compararon con los calculados a partir del peso seco por m^2 por día usando la fórmula de Westlake (1963) que dice que el 38% de este es carbón. Las diferencias entre ambos no fueron significativas, los valores eran casi iguales. Variaban sólo en las centésimas de gramo y en pocas ocasiones las centésimas, en ninguna ocasión estas diferencias afectaron en las décimas de gramo (± 0.1 g), sólo en una ocasión varió más de 0.1 g, por lo que las diferencias no se consideró significativa, ambas fórmulas dan los mismos resultados.

Crecimiento en centímetros y como porcentaje de la longitud total de la hoja

Con el propósito de analizar el crecimiento en centímetros de las hojas, se midieron un total de 1749 hojas, 618 correspondieron al transecto I, 531 al transecto II y 600 al transecto III. De los dos primeros muestreos no se registró el tamaño total de las hojas, sólo el crecimiento para todos los demás se registraron ambas (tabla III).

A los datos de crecimiento promedio se les aplicó una prueba de bondad de ajuste (χ^2) a la distribución normal (5% de significancia), esta aceptó la hipótesis nula, por lo que se aceptó la normalidad de los datos.

En seguida se procedió a probar si existían diferencias estadísticamente significativas entre los crecimientos de los diferentes transectos o en el tiempo, mediante los análisis de varianza paramétrico (F) y no paramétrico (Wilson, 1956) de dos vías (aunque el primero fue lo suficientemente robusto para el caso) con una hipótesis nula de igualdad de las medias en el tiempo y en el espacio.

Los análisis mostraron diferencias significativas entre

Tabla III.- Producción promedio en centímetros
(cm/planta/muestreo) y porcentajes de cre-
cimiento para los tres transectos.

Muestreos	Transectos: I (cm)	II y III (cm)	I, II y (%)
01 (22 Jun-07 Jul)	16.2	10.0	- -
02 (06 Jul-20 Jul)	14.6	7.2	- -
03 (20 Jul-03 Ago)	11.4	8.5	- -
04 (03 Ago-18 Ago)	15.1	9.4	53.6
05 (18 Ago-01 Sep)	22.9	10.2	60.2
06 (01 Sep-15 Sep)	20.4	13.4	47.3
07 (15 Sep-04 Oct)	22.9	15.6	67.4
08 (04 Oct-16 Oct)	15.6	6.5	37.7
09 (15 Oct-31 Oct)	18.9	13.1	49.6
10 (31 Oct-16 Nov)	12.0	8.8	47.4
11 (16 Nov-28 Nov)	14.1	8.8	37.3
12 (28 Nov-14 Dic)	12.1	9.7	61.1

el transecto I y los otros dos, lo cual fué apoyado por tres análisis de varianza paramétricos con 5% de significancia que comparaban a los transectos (I vs II, I vs III y II vs III). Zar (1974), menciona que en estos casos el nivel de significancia del 5% no se conserva y al final de los análisis estos presentan una significancia del 13%. Los análisis concluyeron que el crecimiento en el transecto I es significativamente mayor al de los transectos II y III. La interacción de la vía tiempo y transectos mostró una diferencia significativa. En el factor tiempo se aceptó la hipótesis nula, concluyéndose que, entre muestreos, los transectos no mostraron diferencia significativa.

Los errores estandar como porcentaje de la media del crecimiento de las hojas en cm, fluctúan entre 7-14% con promedios globales de 9.5 y 11.0% para el transecto I y para los transectos II y III respectivamente (Apéndice IV). El crecimiento promedio mayor (22.9 cm) se presentó en el transecto I en dos muestreos (5to. y 7mo.), y su crecimiento mínimo (11.4 cm) fué en el 3er. muestreo. Los transectos II y III mostraron un crecimiento máximo de 15.6 cm en el 7mo. muestreo, y un mínimo de 6.5 cm en el 8vo. muestreo (tabla III). Nótese que en este caso, los valores absolutos entre transectos ya no son iguales para el séptimo muestreo, como sucedía al expresarse la producción en términos de carbón (tabla II), pero si son compatibles en que es en el

7mo. muestreo en el que se alcanza el crecimiento máximo.

Se calculó el porcentaje de crecimiento respecto al tamaño total de cada hoja. Es interesante ver que aunque existen diferencias entre los tamaños y la producción promedio de las hojas en el tiempo, así como entre los tres transectos (tabla III), estas desaparecen al dividir al crecimiento individual de cada hoja, entre el tamaño de la hoja. De hecho se observa una sola tendencia que siguen los tres transectos (fig. 13). El crecimiento expresado en porcentaje representa entre el 37 y el 67% del tamaño total de la hoja, con un valor promedio de 50 a 55%, indicando un crecimiento notable. Estadísticamente no hubo diferencia significativa entre los transectos, y si la hubo para el factor tiempo, como lo mostraron los análisis de varianza de dos vías paramétrico (prueba F) y no paramétrico (Wilson, 1956) con un nivel de significancia del 5%. De acuerdo a los resultados anteriores, los porcentajes de crecimiento se pueden resumir en una sola columna y los crecimientos en cm. en dos (tabla III). La columna del crecimiento en porcentajes nos permite ver, nuevamente, un crecimiento continuo e importante durante los siete meses de muestreo ya que el último valor es muy similar al máximo obtenido (67.4%) entre el 15 de septiembre y el 4 de octubre. El porcentaje mínimo de crecimiento fue de 37.3% para el onceavo muestreo (16 nov-14 dic). Estos resultados presentan oscilaciones muy

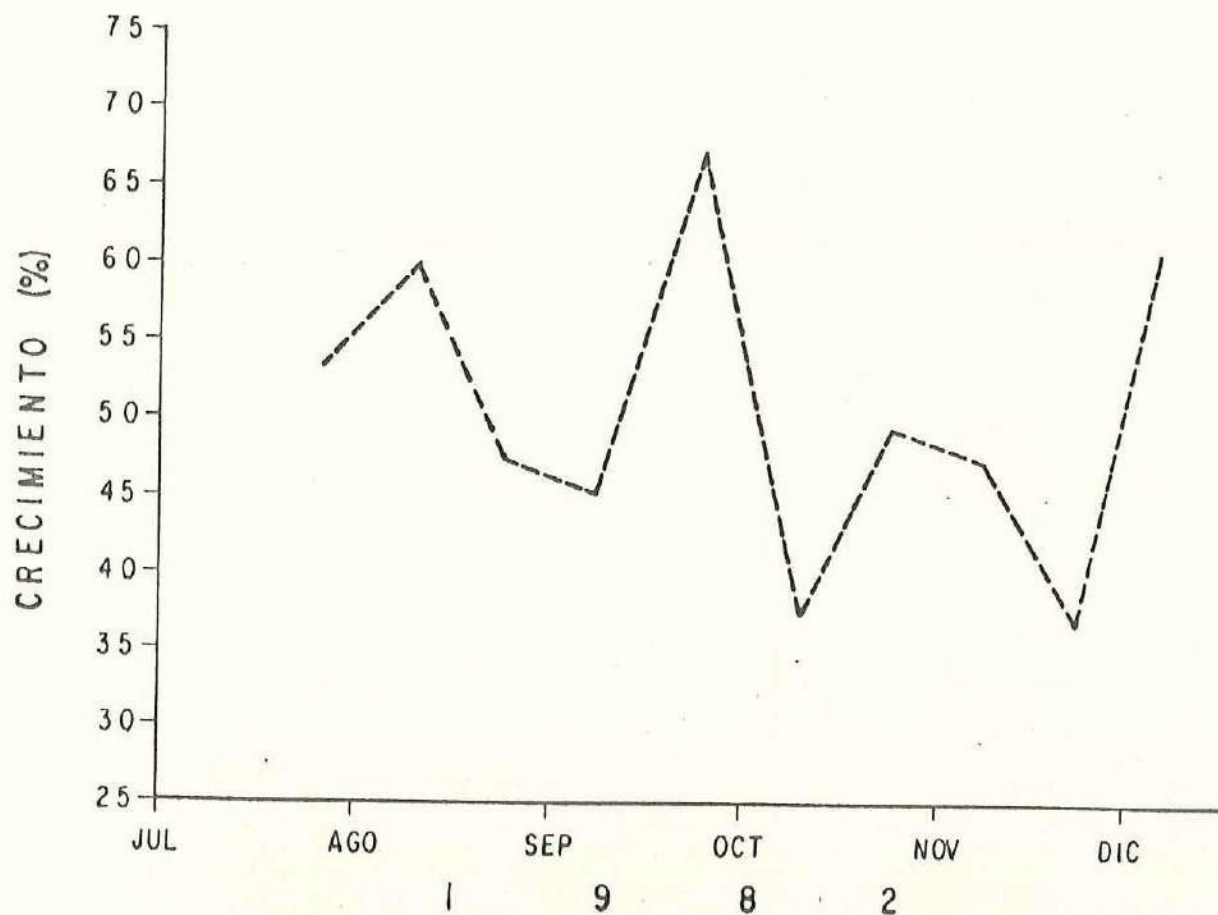


Figura 13.- Porcentaje del crecimiento respecto al tamaño total de cada hoja, para los tres transectos.

marcadas a lo largo de los muestreos, estas no se relacionan con las horas de exposici6n.

Producci6n de las hojas de acuerdo a su edad relativa

Los datos de producci6n se estandarizaron, expresando el crecimiento relativo a la posici6n (dentro del pasto) de cada hoja como un porcentaje del crecimiento total del pasto. El crecimiento se concentra en las hojas m1s juvenes (Jacobs, 1979). En particular, se observ6 que la de mayor crecimiento fu6 la n1mero 2 que en promedio obtuvo un 43.1%, con un m1ximo de 50.3% y un m1nimo de 31.1%. La hoja 1 y la 3 tuvieron porcentajes promedios similares (24.1 y 22.2%). En este trabajo el porcentaje de producci6n de las dos hojas m1s juvenes respecto al total est1 entre 43 y 92% con un promedio del 67.1%. Las tres hojas m1s juvenes alcanzaron valores hasta del 99.9% del crecimiento total en promedio acumularon un porcentaje del 89.3% (tabla IV).

Din1mica de las hojas

La aparici6n de hojas y la defoliaci6n se puede seguir mediante la t6cnica de marcado, al observar el n1mero promedio de hojas aparecidas en un pasto entre la fecha de marcado y la de colecta denominadas como hojas nuevas (HN) y el n1mero promedio de hojas que desaparecen en el mismo

Tabla IV.- Porcentajes acumulativos promedio del crecimiento de las tres hojas más jóvenes, respecto del crecimiento total de las hojas, para los tres transectos.

Muestreos	HOJAS 1 (%)	1+2 (%)	1+2+3 (%)
01 (22 jun-07 jul)	29.7	64.6	86.6
02 (06 jul-20 jul)	12.1	43.2	70.4
03 (20 jul-03 ago)	13.9	51.5	79.0
04 (03 ago-13 ago)	21.7	66.6	89.4
05 (13 ago-01 sep)	23.5	69.9	85.5
06 (01 sep-15 sep)	26.5	76.8	96.3
07 (15 sep-04 oct)	18.3	65.8	95.8
08 (04 oct-16 oct)	43.2	92.2	99.9
09 (15 oct-31 oct)	18.2	60.2	87.3
10 (31 oct-16 nov)	26.2	69.5	87.3
11 (16 nov-28 nov)	24.3	74.0	98.3
12 (28 nov-14 dic)	26.0	71.2	96.2

periodo, hojas exportadas (HE).

Debido a las diferencias entre los periodos de incubación (tabla IV), estos se estandarizaron a un valor diario para poder efectuar un análisis de varianza no paramétrico (Wilson. 1956), Para las hojas nuevas esta prueba no mostró ninguna diferencia significativa entre los transectos, ni entre los muestreos, ni por su interacción. El promedio global de los tres transectos fué de 2.2 hojas nuevas por muestreo. Para las hojas exportadas el análisis no mostró diferencia significativa entre los transectos, ni por la interacción transectos-tiempo, pero detectó una pequeña diferencia significativa (probabilidad de 0.0197) entre los muestreos. Se puede observar en la tabla V, la cual es una compilación de los resultados para los tres transectos, una comparación entre los promedios de hojas nuevas y hojas exportadas por muestreo, el cambio neto (C.N.), que es el resultado de la substracción de el número de hojas exportadas al número de hojas nuevas ($C.N. = HN - HE$) durante cada muestreo (Kentula, 1983). El error estandar como porcentaje de la media para los resultados de dinámica de hojas, expresados como hojas nuevas y hojas exportadas para los tres transectos, fluctúan entre 16-34% para las hojas nuevas y entre 14-27% para las hojas exportadas con promedios globales para las hojas nuevas de: 19.4, 22.3% para los transectos I y para el II y III respectivamente, y de

Tabla V.- Promedios de hojas nuevas y hojas exportadas para los tres transectos. En la tercer columna el cambio neto = HN - HE.

Muestreos	Hojas Nuevas (HN)	Hojas Exportadas (HE)	Cambio Neto (CN)
01 (22 jun-07 jul)	3.3	2.1	1.2
02 (06 jul-20 jul)	2.1	2.3	-0.2
03 (20 jul-03 ago)	3.5	2.0	1.5
04 (03 ago-18 ago)	3.0	2.3	0.7
05 (18 ago-01 sep)	1.3	0.9	0.4
06 (01 sep-15 sep)	1.5	1.2	0.3
07 (15 sep-04 oct)	1.8	1.8	0.0
08 (04 oct-16 oct)	0.9	1.1	-0.2
09 (16 oct-31 oct)	2.1	1.3	0.8
10 (31 oct-16 nov)	3.3	1.5	1.8
11 (16 nov-28 nov)	1.8	1.0	0.8
12 (28 nov-14 dic)	2.0	2.2	-0.2

20.8 y de 19.5% para las hojas exportadas, también respectivamente para el transecto I y los transectos II y III (Apéndice V).

En ocho muestreos el número de hojas nuevas fué mayor al de las hojas exportadas. El el octavo y doceavo sucedió lo contrario, y solamente durante uno de los muestreos, el que tuvo periodo de incubación más largo, el número de hojas nuevas y exportadas coincidió. Cabe aclarar que ésto no indica necesariamente que el número de hojas por pasto se incrementó, pues los datos incluyen como hojas nuevas a las ramas laterales que aparecieron entre el marcado y la colecta. Durante dos terceras partes de los muestreos existió producción neta de hojas, los valores mayores se presentaron en el primero, 1.2 hojas; el tercero, 1.5 hojas y el décimo, 1.8 hojas, éste último fué el más alto. También se presentó la disminución en el número de hojas, aunque menos marcada durante el segundo, octavavo y doceavo muestreos, en las tres ocasiones el valor fué de 0.2 hojas perdidas.

Estos resultados nos indican que la dinámica foliar de E. marina es muy activa, como se menciona arriba se produjeron en promedio 2.2 hojas cada catorce días. Un hecho digno de hacerse notar es que la producción de hojas es a lo largo de todo el año, pues aún en noviembre y en diciembre tenemos valores altos (1.8 y 2.0 respectivamente).

El intervalo plastocrón, estadísticamente, no mostró diferencia significativa entre los transectos, ni por la interacción entre éstos y el tiempo, pero sí se presentó una pequeña diferencia en el factor tiempo; mientras que en el intervalo de exportación no se presentó ninguna diferencia significativa. La Prueba estadística aplicada fue un análisis de varianza no paramétrico de dos vías (Wilson, 1956) con un 95% de confianza. La tabla 6 muestra los valores de los intervalos y se aprecia que, en el caso del intervalo plastocrón, en julio se presentó el valor mínimo (6.1 días) y el valor máximo (12.3 días) en septiembre. Los valores oscilan alrededor de 9.6 días, de agosto a principios de diciembre y en este período se observó una serie de valores altos, con respecto a los que se obtuvieron para el inicio y fin de los muestreos. En el caso del intervalo de exportación los valores oscilan alrededor del promedio 8.8 días sin mostrar alguna tendencia. El valor mínimo fue de 5.8 días en diciembre e el máximo de 11.8 días en octubre. En forma global los valores de ambos intervalos fueron similares.

En general se puede decir que durante el mes de julio el P.I. fue menor que el I.E., lo que tendría como consecuencia un aumento en el número de hojas; situación similar a la que se presenta entre el 15 y el 31 de octubre de 1982. Durante los muestreos entre agosto y diciembre

Tabla VI.- Intervalo Plastocrón (I.P.) y de Exportación (I.E.) promedio para los tres transectos.

Muestreos	INTERVALO	
	Plastocrón (días)	Exportación (días)
01 (22 jun-07 jul)	7.9	3.1
02 (06 jul-20 jul)	6.9	3.1
04 (20 jul-03 ago)	6.1	3.6
04 (03 ago-18 ago)	10.4	9.0
05 (18 ago-01 sep)	11.5	10.7
06 (01 sep-15 sep)	11.4	11.1
07 (15 sep-04 oct)	12.3	9.0
08 (04 oct-16 oct)	11.3	3.5
09 (15 oct-31 oct)	9.5	11.3
10 (31 oct-16 nov)	10.4	7.9
11 (16 nov-23 nov)	9.0	3.6
12 (23 nov-14 dic)	7.9	5.8

(sin incluir el noveno muestreo), la situación se presentó en forma inversa Finalmente, se tiene que el I.E. es mayor que el P.I lo cual tiene como resultado una disminución en el número de hojas ya que estas se pierden más rápidamente de lo que se producen. Tanto la pérdida como la producción de hojas es más lenta entre agosto y octubre.

Producción subterránea

Los resultados promedio de la producción subterránea en gramos de peso seco por metro cuadrado, durante el período comprendido entre el 4 de Octubre y el 16 de Noviembre de 1982 para el transecto I son de 1.1 g (n=9) y para los transectos II y III de 0.4 g (n=18). Durante este mismo período el transecto I produjo 8.9 ± 1.0 hojas, y los transectos II y III 6.0 ± 0.5 hojas, por lo que se asume que produjeron este número de entrenodos. Durante el período del 31 de Octubre al 14 de Diciembre el transecto I produjo 1.6 g (n=7) y los transectos II y III alcanzaron un valor de 0.7 g (n=14); durante este mismo período el transecto I produjo 6.9 ± 0.8 hojas, y los transectos II y III 7.0 ± 1.0 hojas. En promedio global para los tres transectos y para ambos períodos de muestreo tenemos que se produjeron 3.1 g de peso seco por cada m, lo que equivale a 1.2 g de C/m (cada seis semanas).

Se observó que los entrenodos son notablemente más pequeños que los que reporta Sauveageau (1891) y los que observó Kentula de una longitud de alrededor de 1 cm (comunicación personal). De los 48 pastos analizados menos del 25% presentó un entrenodo mayor o igual a 1 cm y se apreció una moda entre 0.3 y 0.6 cm. En un muestreo preliminar en abril de 1982, se midieron 64 entrenodos correspondientes a 15 pastos obteniendo un promedio de 0.75 a 0.45 cm entre el primero y sexto entrenodo respectivamente. Posiblemente la diferencia se deba a que al producir más hojas por unidad de tiempo, que en otras zonas (Francia y E.U.A.) los entrenodos no consiguen desarrollarse completamente cada vez que aparece una hoja nueva, como hipotetizan Jacobs (1979) y Kentula (1983).

DISCUSION

Los resultados muestran que, en base a su comportamiento, fué posible identificar dos zonas del intermareal: una más profunda (transecto I) y la otra más somera (transectos II y III).

En la bahía San Quintín, durante el período de estudio, Z. marina se caracterizó por tener una elevada producción y una gran dinámica foliar que se mantuvo casi en forma continua durante los siete meses. La producción mostró diferencias entre transectos. Así, el transecto I siempre presentó los valores más elevados, tanto cuando la producción se expresa en términos de carbón (tabla II) como cuando se expresa en centímetros (tabla III). Por otra parte, los resultados de la dinámica foliar no muestran diferencias entre transectos. De esta forma al expresar el crecimiento de cada hoja como porcentaje respecto al tamaño total de la misma, no se observan diferencias entre transectos.

La dinámica foliar también indicó que para este estudio, la producción de las dos primeras hojas representa de un 43 a un 92% de la producción total y que entre un muestreo y otro (más o menos dos semanas) se producían 2.2 hojas nuevas. En julio se requerían menos días para la

aparición de una hoja nueva, aunque también hay valores bajos entre el 23 de noviembre y el 14 de diciembre. La pérdida de hojas o defoliación requirió pocos días tanto entre el 22 de junio y el 3 de agosto, como entre el 31 de octubre y el 14 de diciembre (tabla VI). El cambio neto en las hojas casi siempre fue positivo, indicando que es mayor el número de hojas producidas que las que se pierden (tabla V).

Monreal-Gómez (1980) identifica a la marea astronómica como el factor hidrodinámico más importante en Bahía Falsa, esta es semidiurna o mixta (con dos mareas altas y dos bajas de diferente altura cada una). También Zedler (1982) señala a la marea como la principal variable física que actúa sobre la biota en las lagunas costeras del sur de California, E.U.A. . Keller y Harris (1966) señalan que la desecación durante las horas de exposición al aire (marea baja) afectan el vigor y la reproducción vegetativa de Z. marina. Kentula (1983) reporta que la altura de los pastos respecto al nivel medio del mar es un factor determinante sobre la producción neta y la biomasa de Z. marina. El presente trabajo coincidió con los autores arriba mencionados ya que la producción de esta planta se vio condicionada por las horas de exposición a las que estuvo sometida.

El crecimiento de Z. marina está en función de la

deseccación que sufre, y esta es a su vez es función de las horas de exposición y de la textura del sustrato (Burkholder y Dohoney, 1968; Den-Hartog, 1970; Kentula, 1983). Las angiospermas marinas que son descubiertas pierden entre 1-100% del carbono fijado debido a la fotorrespiración que presentan durante estos periodos (Wetzel y Penhale, 1979; Zieman y Wetzel, 1980).

La zona de estudio se caracteriza por poseer sedimento limoso (Elguea-Cázares, en preparación) por lo que presenta una gran retención de agua. Además, Z. marina tiende a retener agua entre sus hojas cuando quedan descubiertas por el descenso de la marea (sus hojas quedan orientadas en la dirección del flujo cubriendo a otras y secándose solo las superiores). En el banco fangoso se observaron los llamados estanques de Zostera (Kentula, 1983), que son zonas en las que un denso número de plantas crecen en una depresión del terreno. Estas son creadas por la depositación de arena a lo largo de las orillas del banco (Stout, 1976). En estas zonas la desecación es menor y las condiciones para los pastos dentro es mejor.

La principal variable ambiental que influye sobre la producción de los vegetales es la iluminación (Sand-Jensen, 1975; Jacobs, 1979; Kentula, 1983). En este trabajo no se cuenta con datos precisos de ésta, por lo que se recurrió al

atlas de Nelson y Musby (1983). Estos autores reportan un valor máximo en julio ($220.9 \text{ watt/m}^{-2}$) disminuyendo hacia diciembre ($111.7 \text{ watt/m}^{-2}$). Kentula (1983) reporta una relación directa entre la radiación solar y la producción primaria de Z. marina. Los datos de producción no indican que la iluminación sea limitante, sino que, las horas de exposición aparentemente son las que controlan la producción primaria neta en la zona de estudio.

Entre transectos se observa una diferencia estadística significativa entre el I respecto a los otros dos debido a sus diferentes alturas. El transecto I obtuvo una producción primaria neta consistentemente mayor durante todos los muestreos. Varios autores (Keller y Harris, 1966; Harrison, 1982; Kentula, 1983) también encuentran una diferencia entre la producción de los pastos que están en el infralitoral (bajo la línea de la marea baja promedio) y los que se presentan en el rango de entremareas, los más profundos son más productivos. Aunque la zona muestreada no corresponde al infralitoral, si se observa una mayor producción en el transecto más profundo, indicando condiciones más propicias para el crecimiento de Z. marina.

Z. marina presenta valores de producción altos ($0.2-3.0 \text{ gr}^{14}\text{C m}^{-2} \text{ día}^{-1}$) en diversas partes del mundo. Como se aprecia en la tabla VII, los resultados de este trabajo

Tabla VII.- Principales valores de producción para
para Z. marina en diferentes zonas
geográficas (traducido y modificado
de Zieman y Wetzel, 1980).

Localización	Producción (g 14 C/m ² /día)	Fuente bibliográfica
Dinamarca	2.0 - 7.3	Petersen, 1913
	0.9 - 3.2 (hojas)	Sand-Jensen, 1975
	0.5 (rizomas)	
Rhode Island	0.4 - 2.9	Conover, 1968
Carolina del Norte	0.2 - 1.7	Williams, 1966; Dillon, 1971
Washington	0.7 - 4.0	Phillips, 1972
Alaska	3.3 - 3.0	McRoy, 1966, 1970a, 1970b
Oregon	0.6 - 4.2 (hojas)	Kentula (1983)
	1.0 - 6.6 (total)	

quedan incluidos dentro de este rango ($0.6-4.5 \text{ gr } ^{14}\text{C m}^{-2} \text{ día}^{-1}$). Estos valores pueden ser sobrepasados por otras especies de pastos marinos como T. testudinum que alcanza valores de $16.0 \text{ g}^{14}\text{C m}^{-2} \text{ día}^{-1}$ y Cymodocea nodosa con producciones de hasta $18.5 \text{ g}^{14}\text{C m}^{-2} \text{ día}^{-1}$ (Zieman y Wetzel, 1980). Los valores de producción obtenidos son comparables con los de Washington (Phillips, 1972), son comparables a los de Oregon (Kentula, 1983), pero son menores a los de Alaska (McRoy, 1966, 1970a, 1970b). Respecto a los resultados obtenidos por Barreiro (1983) en Campeche (0.7 a $5.5 \text{ g}^{14}\text{C m}^{-2} \text{ día}^{-1}$) son aproximadamente del mismo rango, a pesar de que ella trabajó con T. testudinum que es una especie tropical más productiva que Z. marina.

En San Quintín el fitoplancton aporta entre 0.94 y $0.24 \text{ gr}^{14}\text{C}$ por metro cúbico al día, presentando una época de producción característica en verano (Lara-Lara, 1975). McRoy (1974) calculó que la producción del fitoplancton llegaba a ser hasta cinco veces menos que la de Z. marina.

Como sucede con el fitoplancton (Lara-Lara, 1975), los pastos marinos presentan una o en ocasiones dos épocas de crecimiento (Dillon, 1971; Zieman, 1975; Jacobs, 1979; Aioi et al., 1981; Kentula, 1983). Sin embargo, en San Quintín los resultados obtenidos no indican que el crecimiento esté restringido a una época del año; más aún, Z. marina tuvo

producción durante toda el tiempo que se muestre (junio-diciembre), a pesar de que, como ya se indicó anteriormente el banco fangoso cambió su coloración de un verde intenso a un verde pálido.

El crecimiento expresado en gramos es directamente proporcional al crecimiento en cm (Jacobs, 1979). Con estos resultados se analizó el crecimiento de cada hoja respecto de su edad relativa o posición y se vio que las hojas que contribuyen más son las tres hojas más jóvenes (70.4-99.9% de la producción total). En particular la segunda hoja más joven fue la que más aportó a la producción primaria neta (43% de la producción total). La primera y tercera hoja tuvieron porcentajes de producción similares porque la hoja 1 podía ser grande o pequeña y su valor de producción (alrededor del 20% del total) es el resultado del promedio de estas variaciones. Para la tercera hoja el promedio de su producción representa un crecimiento bajo durante todo el tiempo (tabla IV). Estos resultados coinciden con los de Mukai *et al.* (1979) para un estudio durante primavera-verano en Japón también encontraron crecimiento en la tercer hoja. Otros autores han encontrado valores mayores de producción para las dos primeras hojas entre 70 y 99% de la producción total (Patriquin, 1973; Sand-Jensen, 1975; Kentula, 1983) quizá se deba a que las hojas aparecen más rápidamente en San Quintín (esto se trata abajo).

Respecto a la dinámica de las hojas no hubo diferencias entre los transectos, ya que los tres transectos producían hojas y se defoliaban a la misma velocidad, como lo muestran los resultados del intervalo plastocron (P.I.) y el intervalo de exportación (E.I.). Z. marina en San Quintín tiene una dinámica foliar muy activa. En promedio se produjeron dos hojas nuevas por muestreo, que en comparación con otros autores es alto, pues reportan una hoja cada dos semanas (Patriquin, 1973; Sand-Jensen, 1975; Jacobs, 1979; Nienhuis y DeBree, 1980). Sólo en Japón se ha reportado una aparición de hojas similar (1 cada 8 días) a los de San Quintín (Mukai et al., 1979), para un estudio de Invierno en Japón. Los resultados del intervalo plastocron fueron bajos (6 a 12 días), lo que nos indica que se tiene una velocidad mayor a la que reportan otros autores como Sand-Jensen (1979) de 14 días, Jacobs (1979) de 13-19 días Kentula (1933) de 9-20 días, Aioi et al. (1981) de 10-16 días en invierno en Japón y Robertson y Mann (1984) de 10-12 días en Canada durante el verano. Estos resultados tienen una variación estacional similar a la reportada por Jacobs (1979) y Kentula (1933) con valores bajos durante la primera época de crecimiento y altos durante el invierno, en relación inversa a la iluminación. Los valores tan bajos que se obtuvieron en San Quintín posiblemente se deban a que, tanto la temperatura y la iluminación son mayores porque esta zona está más cercana al trópico. Además hay que considerar que

esta zona es reconocida como de condiciones óptimas para los productores primarios por la ocurrencia no limitante de compuestos nitrogenados, fosfatos y silicatos, en parte debido a las surgencias cerca de su boca (Alvarez-Dorrego y Chee-Marragan, 1976).

La confiabilidad de los resultados obtenidos con el método de marcado es un aspecto poco tratado por los diferentes autores que han utilizado este método. Son pocos los que mencionan la dispersión de sus resultados (Ibarra-Cobando, en prensa).

En comparación con los pocos errores estándar como porcentaje de la media de la producción en gramos que otros autores reportan: en Dinamarca de febrero a octubre con Z. marina de 10 - 33%, Sand-Jensen (1975); con T. testudinum en aguas del Caribe de menos del 10 al 15%, Bittaker e Iverson (1976); en Francia para un ciclo anual con Z. marina un 10%, Jacobs (1979); en Holanda de febrero a octubre con Z. marina de 12 - 27%, Nienhuis y DeDree (1980). se observa claramente que los obtenidos en este estudio, entre un 15 y un 40% son comparables a los que reporta Sand-Jensen (1975) y mayores a los demás. Esto puede deberse a diversas causas, como son: mayor variabilidad de la población (mayor la desviación estándar aumentará el error estándar), un número de muestra inadecuado (a

menor N mayor error estandar), errores sistematicos tanto de laboratorio como de campo, inexperiencia en los primeros muestreos (presencia de ejemplares reproductivos en las muestras). Respecto al número de réplicas otros autores con un error estandar como porcentaje de la media menor han trabajado con cantidades semejantes de réplicas y en ocasiones menores, Jacobs (1979) ($n=4$) y Nienhuis y DeBree (1980) ($n=7-10$), sin embargo al parecer tenemos una población con una variabilidad mayor a la de las poblaciones que ellos trabajaron. Con Z. marina Kentula (1983) en Oregon, de junio a octubre trabajó con un número de réplicas mayor ($n=17$), con esto compensaba las plantas perdidas para finalmente quedarse con las que le permitían tener un error estandar de aproximadamente el 10%. Por otro lado Sand-Jensen (1975) con un mayor número de réplicas obtiene un error estandar alto ($n=25-30$).

El error estandar como porcentaje de la media que presentan los resultados pudiera reducirse si se aumenta el número de réplicas de acuerdo con Ibarra-Obando (en prensa), considerando que, de los 540 pastos que en teoría se debían marcar y colectar (5 por transecto cada muestreo), el 18% no se marcó por ausencia al llegar a la parcela elegida y el 13% no se recuperó durante la colecta.

El tiempo entre la fecha de marcado y la de colecta ha

sido diverso para los autores que han aplicado este método: así, con Posidinia oceanica en Australia, West y Larkum (1979) usan de 10 a 20 días; con la misma especie Ott (1980) cuatro semanas; con T. testudinum Zieman (1968) en Florida dos semanas, Patriquin (1973) 5 días en Bermuda y Barbados, Greenway (1974) en Jamaica un mes; con Z. marina Sand-Jensen (1975) de 6 a 21 días, Jacobs (1979) de 2 a 4 semanas, Mukai et al. (1979) en Japón cada 10 días, Kentula (1983) dos semanas. La frecuencia con que se decide ir a coleccionar los pastos depende de: cercanía al lugar, acceso a este, su régimen de mareas. Por estas razones los períodos son muy diferentes, en el caso de este estudio se consideró primordialmente la marea para decidir cuando se podía trabajar, porque la mayoría del tiempo el banco fangoso estaba cubierto por agua. En comparación con otros estudios el nuestro fué un tiempo razonablemente bueno, porque casi siempre se encontró el marcador de hilo de pescar. En aquellos casos en que se perdía el marcador las cicatrices dejadas por la aguja eran una muy buena señal para reconocer las hojas marcadas. Si el período de incubación hubiera sido más largo (4 semanas), en muchas ocasiones no hubiera sido posible obtener información confiable con las pocas muestras que se hubieran podido recuperar. De hecho, en los períodos de producción más intensos se llegaba a arrancar la hoja con el marcador. Además, dada la elevada producción y dinámica foliar para la zona, con períodos de incubación de

un mes se hubiera perdido mucho de la producción (ésta se hubiera subestimado).

El método de marcado a pesar de ser tardado (Caye, 1979), permite obtener buenos resultados. Bittaker e Iverson (1976) compararon los métodos del C y el de marcado sin encontrar diferencias significativas en la producción de T. tetudinum. Capone et al. (1979) hicieron la misma comparación y obtuvieron valores menores con el método de marcado, pero no aplicaron los mismos valores de corrección a pesar de esto, consideran al método de marcado más práctico y útil.

Los resultados de las mediciones de producción subterránea se resumen en la tabla VIII en ella se puede observar que los valores de producción subterránea son menores a los que reporta Kentula (1983) para la época de crecimiento (4.7 g de peso seco por m² por día) (41.6% de la producción total). Los resultados para San Quintín se encuentran entre 0.4 y 1.6 gr de peso seco m por día (12-20% de la producción total). En comparación con los resultados obtenidos por otros autores, se observa que los valores no son tan bajos: Sand-Jensen (1975), Jacobs (1979), Mukai et al. (1979) y Aioi et al. (1981) reportan valores entre 0.05 y 2.0 g de peso seco m por día. Estos mismos autores reportan que la producción subterránea repre-

Tabla VIII.- Producción primaria neta aérea subterránea y total para dos muestreos durante el Invierno de 1932. Se juntaron los transectos II y III.

Fecha	Transecto	Producción (g de peso seco/m ² /día)		
		AEREA	SUBTERRANEA	TOTAL
4 oct a	I	7.1	1.1	8.2
16 Nov 1932	II y III	3.0	0.4	3.4
31 de oct a	I	6.5	1.6	8.1
14 de dic	II y III	3.2	0.7	3.9

sada como porcentaje de la producción total esta entre un 15 y un 46.5%. En este caso los resultados del área estudiada son relativamente bajos, a pesar de que se producen hojas más rápido que en otras zonas. Se sugiere que se mida la producción subterránea durante un ciclo anual, para ver si en los meses de invierno aumenta, o si debido a que no se pueda reconocer un período de verano e invierno en las plantas, la producción aérea sea alta todo el tiempo y la producción subterránea baja todo el tiempo.

La producción de Z. marina es muy importante, pues una gran red trófica se basa en su detritus. Su influencia abarca tanto las playas cercanas como las grandes profundidades de las trincheras (Gallager, 1978; Zieman, 1979). El 75% de la producción de las hojas vivas de Z. marina se transforma en detritus y aproximadamente un 1.5% de la producción aérea se convierte en carbono orgánico disuelto (COD) (Marshall, 1970). Para T. testudinum se ha estimado que hasta un 90% de su energía almacenada llega a niveles tróficos más altos (Zieman, 1975).

La bahía de San Quintín funciona como receptor y como fuente de detritus orgánico, en particular del detritus orgánico de Z. marina. Este pasto forma densos parches flotantes que son exportados fuera de la bahía vivos o muertos como macrodetritus, en forma de carbono orgánico parti-

culado (COP) y como COD (Farfan, 1981).

La bahía de San Quintín tiene un área de 41.6 Km^2 , de esta el 20% se descubre durante las mareas más bajas (Harnard, 1962). Esta es el área de la bahía que ocupan los bancos fangosos similares al que fué objeto de estudio en este trabajo, por lo que supondremos que en ellos se presentaban pastos similares. Por lo tanto, tenemos que de junio a diciembre de 1982 en toda la bahía se produjeron en promedio entre 14 y 22 toneladas métricas de carbón por día, con un valor mínimo de 5 y un máximo de 37 toneladas métricas de carbón por día. Considerese que estos valores sólo corresponden al intermareal y si de acuerdo con Meller y Harris (1966) las zonas cubiertas de agua constantemente (que son la mayoría) producen más del doble, el aporte de esta planta al ecosistema en la bahía de San Quintín es enorme. Con esto queda corroborado que Z. marina es un importante elemento de la comunidad de productores primarios dentro y fuera de esta bahía, casi seguramente el más importante.

CONCLUSIONES

1) El banco fangoso de Z. marina en Bahía San Quintín tiene una producción primaria neta alta, en comparación con la que reportan para otros lugares.

2) La producción primaria se ve afectada por el régimen de desecación al que está expuesto la planta.

3) La producción se concentró en las tres hojas más jóvenes, en particular en la segunda hoja.

4) La producción en centímetros respecto de la longitud promedio de la hoja siguió una misma tendencia, única para todos los pastos sin importar la altura a la que se encontraban (régimen de horas de exposición) o el tamaño de éstos. Este tipo de análisis es novedoso y nos da información acerca de la producción a partir de la biomasa (Longitud) presente.

5) La dinámica foliar de Z. marina en la Bahía de San Quintín es muy activa y el P.I. presenta valores bajos respecto a otros autores (Sand-Jensen, 1979; Jacobs, 1979; Kentula, 1983).

6) No se observó una época de crecimiento, sino más bien una producción continua durante los siete meses de estudio.

7) El método de marcado es adecuado para México, ya que permite conocer la biología de la planta y la dinámica foliar sin hacer ningún gasto en inversión.

RECOMENDACIONES

1) Es necesario que se complete el ciclo anual de producción aérea y subterránea para poder tener una mejor apreciación de la dinámica productiva de Z. marina, y así determinar si la planta presenta o no estaciones de crecimiento en bahía de San Quintín.

2) Se recomienda trabajar con un mayor número de réplicas, al menos trabajar dos parcelas más, con tres pastos cada una (un poco más del 30%), para compensar las zonas sin pastos y los que no se recuperan.

3) Es necesario tener información actualizada del área que ocupa Z. marina en bahía San Quintín, así como identificar las zonas que corresponden al submareal y al intermareal.

4) Se recomienda hacer un estudio comparativo entre la producción de una población del submareal y una del intermareal.

5) Una vez obtenida la información básica de un ciclo anual para Z. marina (biomasa y producción), es necesario calcular la tasa de producción de detritus, lo que permitirá

conocer en forma real la contribución de esta fanerógama a la producción de materia orgánica en San Quintín.

6) Se recomienda usar la fórmula de Westlake (1963) para calcular el contenido de carbón a partir de los datos de peso seco ($\text{g peso seco} \times 0.38 = \text{g de } ^{14}\text{C}$), ya que usar la de Westlake (1965), que usa los datos del peso seco libre de cenizas, implica más gastos de procesamiento en laboratorio (horas de mufla), para obtener el peso seco libre de cenizas y los resultados son prácticamente iguales.

LITERATURA CITADA

Aioi, K., H. Mukai, I. Koike, M. Ohtsu y A. Hattori. 1981. Growth and organic production of eelgrass (Zostera marina L.) in temperate waters of the Pacific coast of Japan. II Growth analysis in winter. Aquat. Bot., 10:175-182.

Alvarez-Borrego, S. y A. Chee Barragan. 1976. Distribución superficial de fosfatos y silicatos en Bahía San Quintín, B. C. Ciencias Marinas, 3: 51-61.

_____. S. y A. Chávez de Nishikawa. 1974. Hidrología de la Bahía de San Quintín, Baja California en invierno y primavera. Ciencias Marinas, 1: 31-62.

Arber, A. 1972. Water plants. Verlag Von J. Cramer. N. Y. 436pp.

Backman, T. W. y D. C. Barilloti. 1976. Irradiance reduction: Effects on standing crops of eelgrass Zostera Marina in a coastal lagoon. Mar. Biol., 34: 33-40

Barnard, J. L. 1962. Benthic marine exploration of

Bahia San Quintin, Baja California 1960 -1961. Pac. Nat.,
2(8): 250-274.

Barreiro, M. T. 1983. Avances en el conocimiento de
las comunidades de productores primarios en la Laguna de
Términos, Campeche. Reportes de Investigación No. 32.
Univ. Auton. Metropolitana. 19pp.

Bay, D. 1978. Etude in situ de la production primaire
d'un herbier de Posidonies (Posidonia oceanica L. Delile)
de la baie de Calvi. These d'Océanologie. 251pp.

Bédhomme, A. L., I. Thélain y C. H. F.
Boudouresque. 1983 Measure de la production primaire des
feuilles de Posidonia oceanica: modifications de la méthode
de Zieman. Bot. Mar., 26:35-43.

Bittaker, H. F. y R. L. Iverson. 1976. Thalassia
testudinum productivity: a field comparison of measurement
methods. Mar. Biol., 17:39-46.

Diebl, R. y C. P. McRoy. 1971. Plasmatic
resistance and rate of respiration and photosynthesis of
Zostera marina at different salinities and temperatures.
Mar. Biol., 3(1):48-56.

Bott, L., J. T. Brock, C. E. Cushing, S. U. Gregory, D. King y R. C. Petersen. 1978. A comparison of methods for measuring primary productivity and community respiration in streams. *Hydrobiologia*, 60(1):3-12.

Durkholder, P.R. y Bohency. 1968. The biology of eelgrass. Departments of conservation and waterways, Town of Hemptshead. Point Lookout. E.U.A. 1 - 19pp.

Capone, D. G., R. A. Penhale, R. S. Oreyland y B. F. Taylor. 1979. Relationship beetwen productivity and N_2 (C_2H_2) fixation in a Thalassia testudinum community. *Limnol. Ocenaogr.* 24:117-125.

Caye, G. 1979. Technique de marquage puor l'étude in situ de la croissance et du developpement de Posidonia oceanica (L) Delile. Rapp. Comm. Int. Mer. Médit. 25/26, 4:291-292

Dacey, J. W. H. 1981. How aquatic plants ventilate. *Oceanus*, 24(2): 43-51.

Dawson, E. Y. 1951. A further study of upwelling and associated vegetation along pacific Baja California, Mexico. *J. Marine Res.*, 10: 39-58.

_____, F. Y. 1962. Marine and marsh vegetation. Pacific Naturalist, 3(6): 275-281.

Del Valle Lucero, I. 1979. Aplicación de un modelo numérico y análisis de condiciones hidrodinámicas en Bahía San Quintín B. C. Tesis de M. en Cs. C.I.C.E.S.E. 145 pp.

den Hartog, G. 1970. The sea grasses of the World. North-Holland Pub., Amsterdam. 275pp.

_____. 1973. The dynamic aspect of the ecology of sea-grass communities. Thalassia Jugosl. 7:101-112.

Dennison W. C. y R. S. Alberte. 1982. Fotosynthetic responses of Zostera marina L. (Eelgrass) to in situ manipulations of light intensity. Oecologia, 55(2): 137-144.

Drew, E. A. 1979. Physiological aspects of primary production in seagrasses. Aquat. Bot. 7: 139-150.

Dillon, C. R. 1971. A comparative study of the primary productivity of estuarine phytoplankton and macrobenthic plants. Ph. D. dissertation, University of North Carolina, Chapel Hill, N. C. 112pp.

Farfan, B. C. 1981. Variability and tidal exchange of dissolved inorganic nitrogenous nutrients and suspended organic matter in San Quintin Bay, Baja California. M. of C. Thesis. San Diego State University. 76pp.

Felger, R. y McRoy, 1974. Seagrasses as potential food plants. En: G. R. Somers (Ed.). Seed-bearing Halophytes as Food Plants. Proc. Conf. Univ. of Delaware: 10-11.

Gallagher, J. L. 1978. Estuarine angiosperms: productivity and initial photosynthate dispersion in the ecosystem. En: M. L. Wiley (Ed.) Estuarine Interactions. Academic Press. N. Y. 200pp.

Gorsline, D. F. and R. A. Stewart. 1962. Benthic marine exploration of Bahia San Quintin, B. C. 1960 - 1961. Pac. Nat., 2:275-280.

Greenway, M. 1974. The effects of cropping on the growth of Thalassia testudinum (K6ning) in Jamaica. Aquac., 4:199-206.

Harrison, P. G. 1982. Comparative growth of Zostera japonica Aschers. & Graebn. and Zostera marina L. under simulated conditions. Austr. Bot., 14:373-379.

Hartman, R. T. y D. L. Brown. 1966. Changes in internal atmosphere of submersed vascular hydrophytes in relation to photosynthesis. *Ecol.*, 48(2):252-258.

Ibarra-Obando, S. Introducci3n al m3todo de marcado para medir la producci3n en pastos marinos. Univ. Auton. Baja Calif. (en prensa).

Islas Olivares, R., M. Miranda Aguilar y V Gendrop Nunes. 1978. Crecimiento y sobrevivencia del osti3n europeo (*Ostrea edulis*) en aguas de Baja California. *Ciencias Marinas*, 5:137-148.

Jacobs, R. P. W. H. 1979. Distribution and biomass of eelgrass, *Zostera marina* L., at Roscoff, France. *Aquat. Bot.*, 7:151-172.

Keddy, C. J. y D. G. Patriquin. 1978. An annual form of eelgrass in Nova Scotia. *Aquat. Bot.*, 5:163-170.

Keller, M. y S. W. Harris. 1966. The growth of eelgrass in relation to tidal depth. *Jour. of Wild. Managem.*, 30(2):220-235.

Kentula, M. E. 1982. Production dynamics of a *Zostera marina* L. bed in Netarts Bay, Oregon. Ph. D.

Thesis. O. S. U. 158 pp.

Kikuchi, T. 1980. Faunal relationship in temperate seagrass beds. En: Phillips, R. C. and C. P. McRoy. Handbook of Seagrass Biology: An Ecosystem Perspective. Grand STPM press. N. Y. p: 153-172.

Klug, M. J. (1980). Detritus-decomposition relationships. En: Phillips, R. C. and C. P. McRoy. Handbook of Seagrass Biology: An Ecosystem Perspective. Grand STPM press. N.Y. p: 225-245.

Lipkin, Y. 1979. Quantitative aspects of seagrass communities, particularly of those dominated by Halophila stipulacea, in Sinai (Northern Red Sea). Aquat. Bot., 7:119-123.

Lara-Lara, R. 1975. Ciclo anual de clorofilas y producción orgánica primaria en la Bahía de San Quintín, B. C. Tesis Esc. Sup. de Ciencias Marinas. 89pp.

_____. 1979. Variability and tidal exchange of ecological properties in a coastal lagoon. M. of Sc. Thesis. Oregon State University.

Lot Helgueras, A. 1971. Estudios sobre fanerógamas

marinas en las cercanías de Veracruz, Ver. An. Inst. Biol. Univ. Nat. Aut. México, 42. Ser. Botánica, 1:1-48.

Luther, H. 1951. Verbreitung und ökologie der höheren wasserpflanzen im brackwasser der Ekenäs-Gegend in Schwedenland. II Acta Bot. Fenn., 50:1-370.

McMillan, C. and R. C. Phillips. 1979. Differentiation in habitat responses among populations of New World seagrasses. Aquat. Bot., 7: 185-196.

Mann, E. H. 1972. Macrophyte production and detritus food chains in coastal waters. Mem. Ist. Ital. Idrobiol., Suppl., 29:353-383.

Margalef, R. 1980. Ecología. ed. Omega S. A. Barcelona. 951pp.

McRoy, C. P. (ed.). 1973. Seagrass Ecosystems: Recommendations for research programs. En Proc. Intl. Seagrass Workshop. National Science Foundation Washington. 62 pp.

_____. 1974. Seagrass productivity: carbon uptake experiments in eelgrass, Zostera marina. Aquac., 4:131-137

_____ and R. V. Barsdate. 1970. Phosphate absorption in eelgrass. *Limnol. Oceanogr.*, 15:14-20.

_____ y C. Hefferich (Eds.). 1977. *Seagrass Ecosystems: A Scientific Perspective*. Marcel Dekker, Inc. N. Y. 314 p.

_____ y McMillan. 1977. Production ecology and physiology of seagrasses. En: McRoy, C. P. y C. Hefferich (Eds.). 1977. *Seagrass Ecosystems: A Scientific Perspective* Marcel Dekker, Inc. N. Y. p:53-88.

Millan Núñez, R. y S. Alvarez Borrego. 1978. Series de tiempo de clorofilas a, b, c y sus feofitinas en las bocas de dos lagunas costeras. *Ciencias Marinas*, 5(2): 41-52.

Monreal Gómez, M. A. 1980. Aplicaciones de un modelo de dispersión en la Bahía San Quintín, Baja California, México. Tesis M. en C. C.I.C.E.S.E.

Mukai, H., K. Aioi, I. Kioke, H. Iizumi, M. Ohtsu y A. Mottori. 1979. Growth and organic production of eelgrass (Zostera marina L.) in temperate waters of the Pacific coast of Japan. I Growth analysis in spring-summer. *Aquat. Bot.*, 7:47-56.

_____ and R. V. Barsdate, 1970. Phosphate absorption in eelgrass. *Limnol. Oceanogr.*, 15:14-20.

_____ y C. Hefferich (Eds.). 1977. *Seagrass Ecosystems: A Scientific Perspective*. Marcel Dekker, Inc. N. Y. 314 p.

_____ y McMillan. 1977. Production ecology and physiology of seagrasses. En: McRoy, C. P. y C. Hefferich (Eds.). 1977. *Seagrass Ecosystems: A Scientific Perspective* Marcel Dekker, Inc. N. Y. p:53-82.

Millan Nájera, R. y S. Alvarez Borrego. 1978. Series de tiempo de clorofilas a, b, c y sus feofitinas en las bocas de dos lagunas costeras. *Ciencias Marinas*, 5(2): 41-52.

Monreal Gómez, M. A. 1980. Aplicaciones de un modelo de dispersión en la Bahía San Quintín, Baja California, México. Tesis M. en C. C.I.C.E.S.E.

Mukai, H., K. Aioi, I. Kioke, H. Iizumi, M. Ohtsu y A. Hattori. 1979. Growth and organic production of eelgrass (Zostera marina L.) in temperate waters of the Pacific coast of Japan. I Growth analysis in spring-summer. *Aquat. Bot.*, 7:47-56.

Nienhuis, P. H. y De Bree. 1980. Production and growth dynamics of eelgrass (Zostera marina) in brackish lake Grevenlingen (The Netherlands). Netherlands Jour. of Sea Res., 14(1):102-118.

Nelson, C. S. y D. M. Husby. 1983. Climatology of surface heat fluxes over the California Current Region. NOAA Technical Report NMFS SSRF-463. 160pp.

Ott, J. 1980. Growth and production in Posidonia oceanica (L.) Delile. Mar. Ecol., 1(64):47-64.

Patriquin, D. 1973. Estimation of growth rate, production and age of the marine angiosperm Thalassia testudinum Konig. Carib. J. Sci., 13:111-123.

Phillips, E. C. 1973. Seagrasses and the coastal marine environment. Oceanus, 21(3):30-41.

Phleger, F. B. 1969. Some general features of coastal lagoons. Lagunas Costeras, un simposio. Mem. del Simp. Intern. Lagunas Costeras. UNAM-UNESCO, Nov. 28-30, 1967. México, D. F.:5-26.

Petersen, C. G. J. 1913. Om baendeltangens (Zostera marina) aarsproduktion i de Danske Farvande. Mindeskrift

Hapetus Steenstrup. Copenhagen.

_____. 1913. The sea bottom and its productivity of fish food. A survey on the work done in connection with valuation of the Danish waters from 1883-1917. Danish Biol. Sta. 25:1-32.

Fostma, H. 1969. Chemistry of coastal lagoons. Lagunas Costeras, un simposio. Mem. Simp. Inter. Lagunas Costeras UNAM-UNESCO. Nov. 28-30, 1967.: 421-430.

Poumian-Tapia, M. Determinación de biomasa aérea de Zostera marina L. y sus epifitas microscópicas en Bahía falsa, San Quintín, B. C. de junio a diciembre de 1982. En preparación.

Rasmussen, E. 1977. The wasting disease of eelgrass (Zostera marina) and its effects on environmental factors and fauna. En: McRoy, C. P. y C. Hefferich (Eds.). Seagrass Ecosystems: A Scientific Perspective. Marcel Dekker, Inc. N.Y. p:1-52.

Robertson, A. I. y K. H. Mann. 1964. Disturbance by ice and life history adaptations of the seagrass Zostera marina. Mar. Biol., 80:131-141.

Sand-Jensen, K. 1975. Biomass, net production and growth dynamics in an eelgrass (Zostera marina L.) population in Vellerup Vig. Denmark. *Ophelia*, 14:185-201.

Sauvageau, M. C. 1889. Contribution a l'etude du systeme de Zostera. *Journal de Botanique* 3:169-181.

_____. 1891. Sur la tige des Zostera. *Jour. de Botanique*, 5(3):33-68.

Setchel, W. A., 1929. Morphological and phenological notes on Zostera marina L. *Univ. Calif. Pubis. Bot.* 14:339-458.

Short, F. P. 1980. A simulation model of the seagrass production system. En: Phillips, R. C. and C. P. McRoy. *Handbook of Seagrass Biology: An Ecosystem Perspective*. Grand STPH press. N. Y. p: 173-190.

Simpson, H. J., S. C. Williams, R. O. Curtis y D. H. Douglas. 1977. Nutrient and particular matter budgets in urban estuaries. En: *Estuaries, Geophisics and the Enviroment*. National Academy of Sciences, National Research Council, U. S. A. p:94-103.

Soudergaard, H. y K. Sand-Jensen. 1979. The decay

in C fixation rates by three submerged macrophytes. A source of error in the C technique. Aquat. Bot., 6:111-119.

Steeman Nielsen, E. 1952. The use of radioactive carbon (C) for measuring organic production in the sea. Cons. Int. Expl. Mer. 18:117-130.

Stout, H. 1976. The Natural Resources and Human Utilization of Netarts Bay, Oregon. NSF Student Originated Studies Program. Oregon State University, Cor. Ois. 247pp.

Sverdrup, H., H. W. Johnson y E. E. Fleming. 1970. The oceans. Prentice Hall N. Y. E.U.A. 1087pp.

Thorsted, T. H. Jr. 1972. The salt marsh vegetation of Bahia de San Quintin, B. C., Mexico. M. of A. thesis. Cal. State College at L. A. 123 pp.

Tomlinson, P. B. y G. A. Vargo. 1966. On the morphology and anatomy of the turtle grass, Thalassia testudinum (Hydrocharitaceae). I. Vegetative morphology. Bull. Mar. Sci. 16(4):748-761.

Tutin, T. G. 1942. Zostera L. Jour. of Ecol.,

203(30):217-224.

Vollenweider, R. A. 1963. Studi sulla situazione annuale del regime chimico e biologico del lago d'Orta. Mem. Ist. Ital. Idrobiol. 16:11-25.

_____. 1974. Environmental factors linked with primary production. In: Vollenweider, R. A. (Ed.). A Manual on Methods for Measuring Primary Production in Aquatic Environments. 2da ed. I.R.P. Handbook No.12, Blackwell Scientific Publications, Great Britain, p:157-177.

West, R. J. y A. W. B. Larkum, 1979. Leaf productivity of the seagrass, Posidonia australis in eastern Australian waters. Aquat. Bot., 7:57-65

Westlake, D. F. 1963. Comparisons of plant productivity. Biol. Rev. 38:385-425.

_____. 1965. Some basic data for investigations of the productivity of aquatic macrophytes. Mem. Ist. Ital. Idrobiol. Suppl., 12:229-248.

Wetzel, R. G. 1964. A comparative study of the primary productivity of higher aquatic plants, periphyton

and phytoplankton in a large shallow lake. Int. res. Hydrobiol., 49:1-61 .

_____ y P. A. Penhale. 1979. Transport of carbon and excretion of dissolved organic carbon by leaves and root/rhizomes in seagrasses and their epiphytes. Aquat. Bot. 6:149-158

Wilson, K. V. 1956. A distribution free test of analysis of variance hypothesis. Psychol. Bull. 53:96-101

Wood, E. F., E. W. Odum y J. C. Zieman. 1969. Influence of seagrasses on the productivity of coastal lagoons. En: Ayala Castañares, A. y F. E. Phleger (Eds.). Memorias del Simposio Internacional sobre Lagunas Costeras, U. N. A. M., UNESCO, México, D. F., Nov. 23-30 p:495-502.

Woodwell, G. M., P. H. Rich y C. A. S. Hall. 1973. Carbon in estuaries. en: Carbon in the Biosphere. Brookhaven Symp. Biol. 24:221-224.

Young, R. and D. Kirkman. 1975. The seagrass communities of Moreton Bay, Queensland. Aquat. Bot., 1:191-202.

and phytoplankton in a large shallow lake. Int. ges. Hydrobiol., 49:1-61 .

_____ y P. A. Penhale. 1979. Transport of carbon and excretion of dissolved organic carbon by leaves and root/rhizomes in seagrasses and their epiphytes. Aquat. Bot. 6:149-158

Wilson, K. V. 1956. A distribution free test of analisis of variance hypothesis. Psychol. Bull. 53:96-101

Wood, E. F., E. W. Odum y J. C. Zieman. 1969. Influence of seagrasses on the productivity of coastal lagoons. En: Ayala Castañares, A. y F. B. Phleger (Eds.). Memorias del Simposio Internacional sobre Lagunas Costeras, U. N. A. M., UNESCO, México, D. F., Nov. 28-30 p:495-502.

Woodwell, G. M., P. M. Rich y C. A. S. Hall. 1973. Carbon in estuaries. en: Carbon in the Biosphere. Brookhaven Symp. Biol. 24:221-224.

Young, R. and D. Kirkman. 1975. The seagrass communities of Moreton Bay, Queensland. Aquat. Bot., 1:191-202.

Zar, J. H. 1974. Biostatistical Analysis. Prentice-Hall, Inc. N.J. 620 pp.

Zedler, J. B. 1982. The ecology of southern California Coastal Salt marshes: A community profile. U. S. Fish & Wildlife Service, Biological Services Program. Washington, D. C. FWS/OBS-81/54. 110pp.

Zieman, J. C. 1968. A study of the growth and decomposition of the seagrass Thalassia testudinum. M. of Sc. Thesis, Univ. de Miami, U. S. A.

_____. 1974. Methods for the study of growth and production of turtle grass, Thalassia testudinum Konig. Aquac., 4: 132-143.

_____. 1975. Seasonal variation of turtle grass, Thalassia testudinum Konig, with reference to temperature and salinity effects. Aquat. Biol., 1:107-123

_____, G. W. Thayer, M. B. Robblee y R. T. Zieman. 1979. Production and export of sea grasses from a tropical bay. En: Livingston, R. J. (Ed.) Ecological Processes in Coastal and Marine Systems. Plenum Press, N. Y. E.U.A.:21-34.

_____. and R. C. Wetzel. 1980. Productivity in
seagrasses methods and rates. In: Phillips R. C. and C.
P. McRoy. Handbook of seagrass biology: An ecosystem
perspective. Garland STPM press. N. Y., 87-116.

APENDICE 1

C PROGRAMA FUENTE PARA CALCULAR EL TIEMPO DE EXPOSICION
C EN HORAS PARA UN TRANSECTO DE ALTURA DADA.
C USA LOS DATOS DE PREDICCION DE MAREA.

INTEGER*4 IX, IY, IZ, IV
INTEGER*4 ID1, IM1, IY1, ID2
INTEGER*4 ID2, IM2, IY2, ID2

CALL TROUA('ALTURA DEL TRANSECTO(MMMI)=' ,26)
READ(1,*)IM
CALL TROUA('INC EN TIEMPO(EN HRS.) DE LOS DATOS =' ,36)
READ(1,*)DT

IF(DT.EQ.1.0) GO TO 10

CALL TROUA('HORA, MINUTO, DIA, MES, AÑO DE INICIO :' ,35)
READ(1,*)IM1, IM1M1, IM1, IM1, IY1

CALL TROUA('HORA, MINUTO, DIA, MES, AÑO FINALES :' ,35)
READ(1,*)IM2, IM1M2, IM2, IM2, IY2

GO TO 20

10 CALL TROUA('HORA, DIA, MES, AÑO DE INICIO :' ,20)
READ(1,*)IM1, ID1, IM1, IY1

CALL TROUA('HORA, DIA, MES, AÑO FINALES :' ,26)
READ(1,*)IM2, ID2, IM2, IY2

IM1M1=0

IM1M2=0

20 CONTINUE

READ(5,25)IM, IM1M, ID, IM, IY

25 FORMAT(3(I2,1X))

MOD=1

CALL CDAY(ID, IM, IY, MOD)

CALL CDAT(ID1, IM1, IY1, IM1-1, MOD)

IM = IM1 - 10

FRACD = IM1 - IM

FRACD = FRACD + FLOAT(IM1M1-IM1M)/60.0

HRSIP = FLOAT(INTS(IM))*24.0/DT + FRACD/DT

GO 30 I=1, HRSIP

30 READ(5,35)HANY

35 FORMAT(A2)

CALL CDAT(ID2, IM2, IY2, IM2-1, MOD)

IM2 = IM2 - 10

FRACD = IM2 - IM1

FRACD = FRACD + FLOAT(IM1M2-IM1M1)/60.0

HRSIP = FLOAT(INTS(IM2))*24.0/DT + FRACD/DT + 1.0

READ(3,45) CI

45 FORMAT(I15.5)

TIMEP = 0.0

```
DO 40 I=2,NPTS
READ(5,45) X2
```

```
SLOP = (X2 - X1)/DT
IF(SLOP.EQ.0.0) CALL UNO(DT,X1,BN,TEXPO)
IF(SLOP.GT.0.0) CALL DOS(DT,SLOP,X1,BN,TEXPO)
IF(SLOP.LT.0.0) CALL TRES(DT,SLOP,X1,BN,TEXPO)
X1 = X2
40 TIEMP = TIEMP + TEXPO

WRITE(6,49)BN
49 FORMAT(/,'PARA EL TRANSECTO DE ALTURA = ',F6.2,/)
WRITE(6,50)IH1,IHIN1,ID1,IM1,IY1
50 FORMAT('DE LAS',I2,' HRS.',I2,' MIN. DEL:',I2,IX,I2,IX,I2,/)
WRITE(6,51)IH2,IHIN2,ID2,IM2,IY2
51 FORMAT('A LAS',I2,' HRS.',I2,' MIN. DEL:',I2,IX,I2,IX,I2,/)
WRITE(6,52) TIEMP
52 FORMAT('TIEMPO DE EXPOSICION EN HORAS = ',F12.4,/)
CALL EXIT
END
```

```
SUBROUTINE UNO(DT,X,BN,TEXPO)
```

```
C*****CUANDO LA PENDIENTE ES CERO....
```

```
A = X - BN
IF(A.GT.0.0) TEXPO = 0.0
IF(A.LE.0.0) TEXPO = DT
RETURN
END
```

```
SUBROUTINE DOS(DT,SLOP,X,BN,TEXPO)
```

```
C*****CUANDO LA PENDIENTE ES POSITIVA.....
```

```
TEXPO = (BN - X)/SLOP
IF(TEXPO.GT.DT) TEXPO = DT
IF(TEXPO.LT.0.0) TEXPO = 0.0
RETURN
END
```

```
SUBROUTINE TRES(DT,SLOP,X,BN,TEXPO)
```

```
C*****CUANDO LA PENDIENTE ES NEGATIVA.....
```

```
TEXPO = (BN - X)/SLOP
IF(TEXPO.GE.0.0.AND. TEXPO.LE.DT) GO TO 10
IF(TEXPO.LT.0.0) TEXPO = DT
IF(TEXPO.GT.DT) TEXPO=0.0
GO TO 20
10 TEXPO = DT - TEXPO
20 RETURN
END
SUBROUTINE CDAY(IDD,IHH,IYY,ED,MOD)
```

```
C
C ***** DIA, MES Y AÑO (2 DIGITOS) SE DAN EN
C ARGUMENTOS 1 - 3. Y REGRESA LA CUENTA DE DIAS
C EL ORIGEN ES TAL QUE K = 367 EN 1/1/1901.
C ** ESTA SUBROUTINA NO DEBE USARSE FUERA DE
C EL RANGO 1901 - 1999 **
IMPLICIT INTEGER*4 (I-N)
INTEGER*2 ED,IH,IP,MOD
```



```

DIMENSION NDM(12),NDP(12)
DATA NDP/0,31,59,90,120,151,181,212,243,273,304,334/
DATA NDM/31,28,31,30,31,30,31,31,30,31,30,31/
GO TO (100,200),MOD
100 IQUOT= IYY/4
IREM = IYY-IQUOT*4
L=1
IF(IREM)3,1,3
1 IF(INM-2)2,2,3
2 L=0
3 KD= IQUOT*1461+L+ IREM*365+NDP (INH)+IDD
RETURN

```

```

C
C
200 CONTINUE /* ENTRADA DE DMY
C
C *** DADO UN NUMERO DE DIA KD, SE CALCULA LA FECHA
C EN DIA, MES Y AÑO.
C
C

```

```

NDM(2)=28
IQQ = (KD-1)/1461
IYY = IQQ*4
IDD = KD - IQQ*1461 -366
IF(IDD)20,20,30
20 NDM(2)=29
IDD =IDD +366
GO TO 51
30 IYY = IYY +1
IDD = IDD -365
IF(IDD)50,50,30
50 IDD =IDD + 365
51 INH = 0
60 INH = INH +1
IDD = IDD -NDM(INH)
IF(IDD)70,70,60
70 IDD = IDD +NDM(INH)
RETURN
END

```

APENDICE 2

Error estandar como porcentaje de la media de la produccción ed gramos de peso seco /m /día Se unieron los transectos II y III.

Muestreos	Transecto I (%)	Transectos II y III (%)
01 (22 jun-07 jul)	25	23
02 (06 jul-20 jul)	15	19
03 (20 jul-03 ago)	13	20
04 (03 ago-13 ago)	24	23
05 (13 ago-01 sep)	32	32
06 (01 sep-15 sep)	21	40
07 (15 sep-04 oct)	15	23
08 (04 oct-16 oct)	28	40
09 (15 oct-31 oct)	19	35
10 (31 oct-16 nov)	25	33
11 (16 nov-23 nov)	19	27
12 (23 nov-14 dic)	36	26

APENDICE 3

Error estandar como porcentaje de la media
de los datos de crecimiento en centímetros.

Muestreos	Transecto I (5)	Transectos II y III (5)
01 (22 jun-07 jul)	12	14
02 (06 jul-10 jul)	12	12
03 (20 jul-03 ago)	9	10
04 (03 ago-13 ago)	7	11
05 (13 ago-01 sep)	3	10
06 (01 sep-15 sep)	8	12
07 (15 sep-04 oct)	14	12
08 (04 oct-16 oct)	10	10
09 (15 oct-31 oct)	9	9
10 (31 oct-16 nov)	7	11
11 (16 nov-28 nov)	7	9
12 (28 nov-14 dic)	13	11

APENDICE 4

Error estandar como porcentaje de la media de los datos de hojas nuevas (HN) y hojas exportadas (HE), para los tres transectos.

Muestreos	Hojas Nuevas (HN)	Hoja exportadas (HE)
01 (22 jun-07 jul)	34	15
02 (06 jul-10 jul)	21	17
03 (20 jul-03 ago)	29	19
04 (03 ago-18 ago)	27	22
05 (18 ago-01 sep)	18	25
06 (01 sep-15 sep)	20	14
07 (15 sep-04 oct)	17	19
08 (04 oct-16 oct)	15	24
09 (15 oct-31 oct)	19	19
10 (31 oct-16 nov)	23	20
11 (16 nov-28 nov)	18	27
12 (28 nov-14 dic)	20	21