

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE BAJA CALIFORNIA

FACULTAD DE CIENCIAS MARINAS

ECOLOGIA Y MARICULTIVO DE Gelidium robustum (GARDN.)
HOLLENB. & ABB. (RHODOPHYTA) EN BAJA CALIFORNIA, MEXICO.



TESIS

QUE PARA OBTENER EL GRADO DE
MAESTRO EN CIENCIAS

PRESENTA

ISAI PACHECO RUIZ

ENSENADA, B.C., OCTUBRE DE 1990

UNIVERSIDAD AUTONOMA DE BAJA CALIFORNIA

FACULTAD DE CIENCIAS MARINAS

ECOLOGIA Y MARICULTIVO DE Gelidium robustum (GARDN.) HOLLENB. &
ABB. (RHODOPHYTA) EN BAJA CALIFORNIA, MEXICO.

TESIS QUE PARA OBTENER EL GRADO DE

MAESTRO EN CIENCIAS

PRESENTA

ISAI PACHECO RUIZ

ECOLOGIA Y MARICULTIVO DE Gelidium robustum (GARDN) HOLLENB. & ABB.
(RHODOPHYTA) EN BAJA CALIFORNIA, MEXICO.

T E S I S

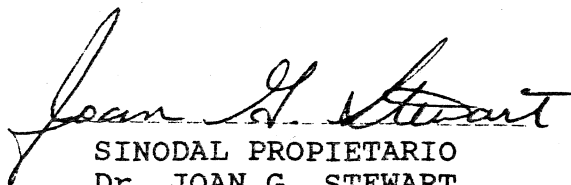
QUE PRESENTA:

ISAI PACHECO RUIZ

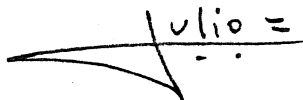
APROBADA POR:



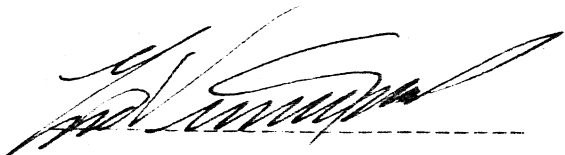
PRESIDENTE DEL JURADO
Dr. JOSE A. ZERTUCHE GONZALEZ



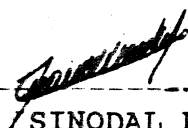
SINODAL PROPIETARIO
Dr. JOAN G. STEWART



SINDAL PROPIETARIO
M.C. JULIO ESPINOZA AVALOS



SINODAL PROPIETARIO
M.C. GUILLERMO VILLAREAL CHAVEZ



SINODAL PROPIETARIO
M.C. GUILLERMO TORRES MOYE

RESUMEN.

Se estudió el crecimiento de Gelidium robustum bajo condiciones controladas en laboratorio, semicontroladas en tanques exteriores e in situ. El principal objetivo fue incrementar su crecimiento y generar una biotécnica para su cultivo. Bajo condiciones controladas, hubo diferencias significantes en el crecimiento. Las plantas juveniles crecieron más que las adultas. El crecimiento en general no fue mayor al 1 %/día en peso húmedo. El máximo crecimiento (3.8 %/día en peso húmedo) de G. robustum bajo condiciones semicontroladas, se encontró al utilizar fertilizaciones cada tres días durante una hora, utilizando 150 μM de NaNO_3 , 15 μM de NaH_2PO_4 , adiciones de CO_2 cada siete días, 80 l/min. de aire, 31 % de I_2 y cosechas semanales. Bajo condiciones in situ, se demostró que el movimiento de agua influye positivamente sobre el crecimiento de G. robustum (g/día), presentando crecimientos máximos (> 1 %/día peso húmedo) en zonas expuestas a fuertes corrientes .

El rendimiento de agar en plantas bajo condiciones semicontroladas de cultivo fue igual al máximo reportado para poblaciones naturales (32 %), independientemente de la época del año en que se cultivó. La humedad de las plantas en los cultivos se mantuvo por debajo de la mínima reportada para poblaciones naturales (71 %).

El crecimiento de G. robustum in situ (1%), versus el crecimiento bajo condiciones semicontroladas (3.5%), hacen de esta agarofita una especie con amplias perspectivas para ser cultivada intensivamente.

NOTA ACLARATORIA

Este trabajo de Investigación se realizó dentro del programa "Maricultivo y Extracción Química de las Algas de Valor Comercial de Baja California", en el Instituto de Investigaciones Oceanológicas de la Universidad Autónoma de Baja California, en Ensenada Baja California.

El proyecto de Investigación fue dirigido al desarrollo de una técnica para el cultivo de una de las especies de mayor importancia económica en Baja California, por su producción de agar.

El responsable de este proyecto de Investigación fue el Dr. José A. Zertuche González.

El financiamiento para el desarrollo de este programa, fue otorgado por la Universidad Autónoma de Baja California y el Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT), a los que agradecemos su aportación.

Desde su inicio, el proyecto estuvo encaminado al desarrollo de la Tesis de Maestría del Oc. Isai Pacheco Ruiz, la cual fue dirigida por el Dr. Zertuche, de ella se desarrollaron cuatro Tesis de Licenciatura dirigidas por el Oc. Isai Pacheco Ruiz con colaboración del Dr. Zertuche, todas encaminadas al desarrollo del cultivo de Gelidium robustum.

Agradecemos la colaboración prestada para el desarrollo de este trabajo a los siguientes Oceanólogos; Ma. Isabel Rodríguez Carrillo, Esteban Avendano Herrera, Mauricio Bustos Barrera y Aida Ma. Barbosa Patjane, ya que su contribución fue

amplia en el desarrollo de este trabajo, lo que les permitió obtener su Licenciatura en Oceanología. Aclaremos que sus trabajos de tesis no son citados en esta investigación, aunque algunos de sus datos fueron utilizados para el desarrollo de esta Tesis de Maestría.

DEDICATORIA

A JEHOVA DIOS POR EL CONOCIMIENTO ESPIRITUAL QUE ME
HA PERMITIDO TENER Y POR ESTAR DENTRO DE SU ORGANIZACION.

A MI ESPOSA DORA LUZ POR TODO SU APOYO, SACRIFICIO Y
CARINO QUE ME SON INVALUABLES.

A MIS HIJOS JOB, JOCABED, JUDITH Y JURACITH

A MIS PADRES RIGOBERTO Y YOLANDA

Y A MIS HERMANOS ISRAEL, CONY, RIGOBERTO Y ABEL.

A TODOS CON MUCHO AMOR.....

AGRADECIMIENTOS

CON ESPECIAL RECONOCIMIENTO A MI DIRECTOR DE TESIS Dr. JOSE A. ZERTUCHE G., POR IMPULSAR MI SUPERACION ACADEMICA, POR HABER COMPARTIDO SUS CONOCIMIENTOS, POR EL APOYO INCONDICIONAL QUE HE TENIDO DE EL EN TODO MOMENTO.....POR SU GRAN AMISTAD.

AL MAESTRO AMANDO DIEGUEZ COVARRUBIAS POR ALENTARME A INCURSIONAR EN ESTE CAMPO DE LA BOTANICA MARINA..... GRACIAS MAESTRO.

A LOS OCEANOLOGOS GUILLERMO BALLESTEROS Y SU ESPOSA GUADALUPE GARCIA DE BALLESTEROS, POR SU APOYO Y AMISTAD DURANTE MIS 12 ANOS COMO PROFESIONISTA.

A MIS GRANDES AMIGOS Y COMPANEROS DE TRABAJO, LUIS E. AGUILAR ROSAS Y RAUL AGUILAR ROSAS, CON LOS QUE HE COMPARTIDO GRANDES EXPERIENCIAS PROFESIONALES, ESTIMULO Y AMISTAD.

A MIS SINODALES , Dr. JOAN G. STEWART, M.C. JULIO ESPINOZA AVALOS, M.C. GUILLERMO VILLAREAL CHAVEZ, M.C. GUILLERMO TORRES MOYE, QUIENES CON SUS MAGNIFICAS SUGERENCIAS Y RECOMENDACIONES MEJORARON EL ESCRITO DE ESTE TRABAJO.

A TODAS LAS PERSONAS QUE DE ALGUNA U OTRA MANERA ME HAN AYUDADO A CONTINUAR PROGERSANDO ACADEMICAMENTE..... A TODOS LOS CATEDRATICOS DE LA MAESTRIA.

TABLA DE CONTENIDO

	PAGINAS
1.-INTRODUCCION.....	1
2.-OBJETIVOS.....	6
3.-AREA DE ESTUDIO.....	6
4.-MATERIALES Y METODOS.....	8
4.1 ESTUDIOS EN POBLACIONES NATURALES.....	8
4.1.1 EFECTO DEL AGUA EN EL CRECIMIENTO.....	8
4.1.2 HUMEDAD EN PLANTAS DEL MANTO NATURAL.....	11
4.1.3 RENDIMIENTO DE AGAR EN POBLACIONES NATURALES.....	11
4.1.4 PARAMETROS FISICO-QUIMICOS EN EL MEDIO NATURAL...	12
4.2 ESTUDIOS BAJO CONDICIONES DE LABORATORIO.....	14
4.2.1 CULTIVO BAJO CONDICIONES CONTROLADAS DE LUZ Y TEMPERATURA.....	14
4.3 CULTIVOS EN TANQUES EXTERIORES.....	17
4.3.1 DETERMINACION DE LUZ OPTIMA PARA CRECIMIENTO.....	19
4.3.2 CRECIMIENTO EN FUNCION DE DIFERENTES FUENTES Y CONCENTRACIONES DE NITROGENO.....	19
4.3.3 TIEMPO DE FERTILIZACION OPTIMO PARA LA ABSORCION DE NUTRIMENTOS.....	21

4.3.4 PERIODOS DE FERTILIZACION.....	21
4.3.5 EFECTO DEL MOVIMIENTO DE AGUA EN EL CRECIMIENTO..	22
4.3.6 EFECTO DE ADICIONES DE DIOXIDO DE CARBONO.....	25
4.3.7 CONJUGACION DE LAS VARIABLES OPTIMAS ENCONTRADAS.	25
5.-RESULTADOS.....	26
5.1 ESTUDIOS EN POBLACIONES NATURALES.....	26
5.1.1 EFECTO DEL AGUA EN EL CRECIMIENTO.....	26
5.1.2 HUMEDAD EN PLANTAS DEL MANTO NATURAL.....	28
5.1.3 RENDIMIENTO DE AGAR EN POBLACIONES NATURALES.....	28
5.1.4 PARAMETROS FISICO-QUIMICOS EN EL MEDIO NATURAL...	31
5.2 ESTUDIOS BAJO CONDICIONES DE LABORATORIO.....	31
5.2.1 CULTIVO BAJO CONDICIONES CONTROLADAS DE LUZ Y TEMPERATURA.....	31
5.3 CULTIVOS EN TANQUES EXTERIORES.....	37
5.3.1 DETERMINACION DE LUZ OPTIMA PARA CRECIMIENTO.....	37
5.3.2 CRECIMIENTO EN FUNCION DE DIFERENTES FUENTES Y CONCENTRACIONES DE NITROGENO.....	41
5.3.3 TIEMPO DE FERTILIZACION OPTIMO PARA LA ABSORCION DE NUTRIMENTOS.....	53
5.3.4 PERIODOS DE FERTILIZACION.....	53
5.3.5 EFECTO DEL MOVIMIENTO DE AGUA EN EL CRECIMIENTO..	57
5.3.6 EFECTO DE ADICIONES DE DIOXIDO DE CARBONO.....	62
5.3.7 CONJUGACION DE LAS VARIABLES OPTIMAS ENCONTRADAS.	66
6.-DISCUSION.....	66
7.-CONCLUSIONES.....	80

8.-LITERATURA CITADA..... 81

LISTA DE FIGURAS

	PAGINAS
FIGURA 1.- LOCALIZACION DEL AREA DE ESTUDIO EN LA BAHIA DE TODOS SANTOS.....	7
FIGURA 2.- BOLSAS DE MALLA, MARCADAS, UTILIZADAS EN LOS EXPERIMENTOS DE CRECIMIENTO <u>IN SITU</u> DE <u>Gelidium robustum</u>	10
FIGURA 3.- FLUJOMETRO DE MANO, UTILIZADO PARA CUANTIFICAR EL MOVIMIENTO DE AGUA <u>IN SITU</u>	13
FIGURA 4.- DIAGRAMA DE LA PLACA DE GRADIENTES CON FUENTE DE LUZ.....	15
FIGURA 5.- ESTANQUERIA AL AIRE LIBRE UTILIZADA PARA LOS EXPERIMENTOS DE CRECIMIENTO DE <u>G. robustum</u>	18
FIGURA 6.- DISEÑO EXPERIMENTAL EN TANQUES DE CULTIVO PARA OBSERVAR EL EFECTO DEL MOVIMIENTO DE AGUA EN <u>G.</u> <u>robustum</u>	24
FIGURA 7.- PORCENTAJE DE HUMEDAD EN PLANTAS DE <u>G. robustum</u> EN UN MANTO DE CARIOCA A LO LARGO DEL AÑO.....	29
FIGURA 8.- RENDIMIENTO DE AGAR DE <u>G. robustum</u> EN POBLACIONES NATURALES EN EL CARIOCA A LO LARGO DEL AÑO.....	30
FIGURA 9.- VELOCIDAD DE LA CORRIENTE EN LA ZONA DE ESTUDIO (CARIOCA).....	32
FIGURA 10.- ALTURA MAXIMA DEL OLEAJE CON RESPECTO AL TIEMPO.	33
FIGURA 11.- CONCENTRACION DE NUTRIMENTOS DISUELTOS EN EL FONDO DEL CARIOCA.....	34

- FIGURA 12.- IRRADIANCIA ($\mu\text{E m}^{-2} \text{s}^{-1}$) Y TEMPERATURA ($^{\circ}\text{C}$)
A TRES METROS DE PROFUNDIDAD, MEDIDA A LAS
13:00 HRS..... 35
- FIGURA 13.- PORCENTAJE DE CRECIMIENTO DIARIO (%) DE
PLANTAS JUVENILES (n=2) Y ADULTOS (n=2) DE G.
robustum A DIFERENTES IRRADIANCIAS Y
TEMPERATURAS COLECTADAS EN EL CARIOCA..... 38
- FIGURA 14.- CRECIMIENTO EN PESO (g) DE G. robustum
CULTIVADO EN TANQUES EXTERIORES BAJO DIFERENTES
IRRADIANCIAS, DE JUNIO 1^o A AGOSTO 28 DE 1986,
FERTILIZADOS CON 80 μM DE NaNO_3 Y 8 μM DE
 NH_4PO_4 40
- FIGURA 15.- CRECIMIENTO EN PESO HUMEDO (g) DE G.
robustum CULTIVADO EN TANQUES EXTERIORES DE
ABRIL 19 A MAYO 30 DE 1987 FERTILIZADOS CON
TRES DIFERENTES CONCENTRACIONES DE NaNO_3
SIN COSECHAS (a). CRECIMIENTO DE MAYO 31 A
JUNIO 23 DE 1987 FERTILIZADOS CON TRES
DIFERENTES CONCENTRACIONES DE NaNO_3 CON
COSECHAS SEMANALES (b)..... 42
- FIGURA 16.- CRECIMIENTO EN PESO HUMEDO (g) DE G.
robustum CULTIVADO EN TANQUES EXTERIORES DE

ABRIL 19 A MAYO 30 DE 1987, FERTILIZADOS CON TRES DIFERENTES CONCENTRACIONES DE (NH) SO 4 2 4 SIN COSECHAS (a). CRECIMIENTO DE MAYO 31 A JUNIO 23 DE 1987 FERTILIZADOS CON TRES DIFERENTES CONCENTRACIONES DE (NH) PO CON 4 2 4 COSECHAS SEMANALES (b).....	43
FIGURA 17.- CRECIMIENTO EN PESO HUMEDO (g) DE <u>G.</u> <u>robustum</u> CULTIVADO EN TANQUES EXTERIORES DE ABRIL 19 A MAYO 30 DE 1987 FERTILIZADOS CON TRES DIFERENTES CONCENTRACIONES DE (NH) NO 4 2 3 SIN COSECHAS (a). CRECIMIENTO DE MAYO 31 A JUNIO 23 DE 1987 FERTILIZADOS CON TRES DIFERENTES CONCENTRACIONES DE (NH) NO CON 4 2 3 COSECHAS SEMANALES (b).....	44
FIGURA 18.- CURVAS QUE MUESTRAN EL TIEMPO EN QUE DESAPARECEN LOS NUTRIMENTOS DEL MEDIO, PRODUCTO DE LA ABSORCION POR LAS PLANTAS DE <u>G. robustum</u>	54
FIGURA 19.- LUZ INCIDENTE ATMOSFERICA DURANTE EL EXPERIMENTO DE ABSORCION DE NUTRIMENTOS PARA <u>G. robustum</u> , EL DIA 12 DE ABRIL DE 1988.....	55

- FIGURA 20.- TEMPERATURA PROMEDIO DEL AGUA DE MAR DURANTE EL EXPERIMENTO DE ABSORCION DE NUTRIMENTOS PARA G. robustum, REALIZADO EL DIA 12 DE ABRIL DE 1988..... 56
- FIGURA 21.- CRECIMIENTO DIARIO (%) EN PESO HUMEDO DE G. robustum BAJO DIFERENTES PERIODOS DE FERTILIZACION CON 150 μM DE NaNO_3 Y 15 DE NaH_2PO_4 58
- FIGURA 22.- CRECIMIENTO EN PESO HUMEDO DE G. robustum BAJO DIFERENTES CONDICIONES DE MOVIMIENTO (A, PLANTAS FIJAS CON MOVIMIENTO; B, SUELTAS CON MOVIMIENTO Y C, PLANTAS SIN MOVIMIENTO), DE MAYO 9 AL 30 DE JUNIO DE 1989..... 61
- FIGURA 23.- CRECIMIENTO EN PESO HUMEDO DE G. robustum, BAJO DIFERENTES INTENSIDADES DE MOVIMIENTO (a, 80 l/min.; b, 50 l/min.; c, 20 l/min. Y d, SIN MOVIMIENTO), DE MARZO 13 AL 17 DE ABRIL DE 1989..... 64
- FIGURA 24.- CRECIMIENTO PROMEDIO EN PESO HUMEDO DE G. robustum BAJO DIFERENTES PERIODOS DE FERTILIZACION CON CO_2 (SIN FERTILIZAR, UNA VEZ POR SEMANA, TRES VECES POR SEMANA Y 7 VECES POR SEMANA) DE JUNIO 30 AL 7 DE

AGOSTO DE 1989.....	67
FIGURA 25.- CRECIMIENTO EN PESO HUMEDO DE <u>G. robustum</u> BAJO LAS CONDICIONES OPTIMAS ENCONTRADAS EN LOS EXPERIMENTOS PREVIOS DEL 5 DE MAYO AL 4 DE JUNIO DE 1989.....	69

LISTA DE TABLAS

TABLA I.-	CRECIMIENTO <u>IN SITU</u> DE <u>G. robustum</u> EXPRESADO EN mm/día Y % DE CRECIMIENTO DIARIO DE PESO HUMEDO.....	27
TABLA II.-	RECOPIACION DE LOS ANOVAS REALIZADOS CON LOS CRECIMIENTOS DE PLANTAS DE <u>G. robustum</u> JUVENILES Y ADULTAS.....	36
TABLA III.-	COMPARACION MULTIPLE DEL CRECIMIENTO PROMEDIO DE <u>G. robustum</u> DURANTE 85 DIAS, BAJO DIFERENTES IRRADIANCIAS, APLICANDO LA PRUEBA DE TUKEY-KRAMER.....	39
TABLA IV.-	COMPARACION MULTIPLE DEL CRECIMIENTO PROMEDIO DE <u>G. robustum</u> , FERTILIZADO CON DIFERENTES CONCENTRACIONES DE NaNO_3 DURANTE 41 DIAS, SIN COSECHAR, APLICANDO LA PRUEBA DE TUKEY-KRAMER.....	45
TABLA V.-	COMPARACION MULTIPLE DEL CRECIMIENTO PROMEDIO DE <u>G. robustum</u> , FERTILIZADO CON DIFERENTES CONCENTRACIONES DE NaNO_3 DURANTE 24 DIAS, SIN COSECHAR, APLICANDO LA PRUEBA DE TUKEY-KRAMER.....	45

CON COSECHAS SEMANALES, APLICANDO LA PRUEBA DE TUKEY-KRAMER.....	47
TABLA VI.- COMPARACION MULTIPLE DEL CRECIMIENTO PROMEDIO DE <u>G. robustum</u> , FERTILIZADO CON DIFERENTES CONCENTRACIONES DE (NH) SO DURANTE 41 DIAS, 4 2 4 SIN COSECHAR, APLICANDO LA PRUEBA DE TUKEY-KRAMER.....	48
TABLA VII.- COMPARACION MULTIPLE DEL CRECIMIENTO PROMEDIO DE <u>G. robustum</u> , FERTILIZADO CON DIFERENTES CONCENTRACIONES DE (NH) SO , DURANTE 24 DIAS, 4 2 4 CON COSECHAS SEMANALES, APLICANDO LA PRUEBA DE TUKEY-KRAMER.....	49
TABLA VIII.-COMPARACION MULTIPLE DEL CRECIMIENTO PROMEDIO DE <u>G. robustum</u> , FERTILIZADO CON DIFERENTES CONCENTRACIONES DE (NH) NO DURANTE 41 DIAS, 4 2 3 SIN COSECHAR, APLICANDO LA PRUEBA DE TUKEY-KRAMER.....	50
TABLA IX.- COMPARACION MULTIPLE DEL CRECIMIENTO PROMEDIO DE <u>G. robustum</u> , FERTILIZADO CON DIFERENTES CONCENTRACIONES DE (NH) NO , DURANTE 24 DIAS, 4 2 3 CON COSECHAS SEMANALES, APLICANDO LA PRUEBA DE TUKEY-KRAMER.....	51

TABLA X.-	RENDIMIENTO DE AGAR EXPRESADO EN PORCIENTO DE GEL/g DE PLANTA EN PESO SECO Y HUMEDAD OBTENIDA DE <u>G. robustum</u> , CULTIVADAS CON DIFERENTES CONCENTRACIONES Y TIPOS DE NUTRIMENTOS.....	52
TABLA XI.-	COMPARACION MULTIPLE DEL CRECIMIENTO PROMEDIO DE <u>G. robustum</u> , BAJO DIFERENTES PERIODOS DE FERTILIZACION, APLICANDO LA PRUEBA DE TUKEY-KRAMER.....	59
TABLA XII.-	RENDIMIENTO DE AGAR OBTENIDO DE <u>G. robustum</u> , EXPRESADO EN PORCIENTO DE GEL/g DE PLANTA EN PESO SECO.....	60
TABLA XIII.-	COMPARACION MULTIPLE DEL CRECIMIENTO PROMEDIO DE <u>G. robustum</u> , BAJO DIFERENTES CONDICIONES DE MOVIMIENTO, APLICANDO LA PRUEBA DE TUKEY-KRAMER.....	63
TABLA XIV.-	COMPARACION MULTIPLE DEL CRECIMIENTO DE <u>G. robustum</u> , BAJO DIFERENTES INTENSIDADES DE MOVIMIENTO, APLICANDO LA PRUEBA DE TUKEY-KRAMER.....	65
TABLA XV.-	DIAGRAMA DE FLUJO QUE MUESTRA LA BIOTECNIA, RECOMENDADA PARA EL CULTIVO DE <u>G. robustum</u>	68

ECUACIONES

PAGINAS

1.- ECUACION DE CRECIMIENTO.....	9
2.- ECUACION PARA CALCULOS DE LA VELOCIDAD DE LAS CORRIENTES...	12

INTRODUCCION.

El incremento en la demanda de geles extraídos de macroalgas ha conducido al desarrollo de sistemas de maricultivo extensivo en el océano, lo mismo que a sistemas intensivos de experimentación utilizando diferentes tipos de tanques de cultivo o pozas (Lignell et al., 1987). La ventaja de realizar cultivos en sistemas intensivos, radica en la posibilidad de optimizar el suplemento o control de nutrimentos, iluminación, movimiento del agua y la temperatura, que son los factores ambientales que se deben considerar como los más importantes para incrementar el potencial de cultivo de las algas marinas (Mairh y Rao, 1978; DeBoer, 1981; Harger y Neushul, 1982).

Para mejorar o implementar técnicas de cultivo de algas comercialmente importantes, es necesario realizar estudios que evalúen el efecto de los parámetros ambientales en el crecimiento, la acumulación y la calidad de los coloides como el agar y carragenano, extraídos de algunas algas de la división Rhodophyta, ya que conocer esto interesa a la industria (Gonzalez-Gomez, 1988). Con relación al agar, Santelices (1975) comenta que numerosas especies del Orden Nemaliales son económicamente importantes, ya que más 50 especies podrían ser usadas como materia prima en la producción de agar. Sin embargo, a pesar de su importancia como recurso económico, la totalidad de las especies utilizadas en la industria del gel provienen solamente de

praderas naturales, quedando los cultivos de algunas Nemaliales a nivel experimental (Doty et al., 1986).

La razón más importantes del poco interés en el cultivo, especialmente en la familia Gelidiaceae, es su bajo crecimiento.

Gelidium pusillum de la India al igual que Pterocladia capillacea de California presentan crecimientos lentos tanto in situ como en tanques de cultivo (Stewart, 1984). Guzmán del Próo y de la Campa de Guzmán (1978) reportan crecimientos máximos para Gelidium robustum durante el verano (0.63 mm/día) y mínimos en otoño (-0.63 mm/día) en Bahía Salsipuedes, B.C.. Barilotti y Silverthorne (1972) mencionan que G. robustum presenta máximas elongaciones (0.34 mm/día) durante los meses de agosto y septiembre. Carter y Anderson (1986), midieron el crecimiento estacional de Gelidium pristoides en Puerto Alfred en el sur de Africa y encontraron los valores más altos durante el verano (0.42 mm/día) y los más bajos en invierno (0.15 mm/día). Crecimientos bajos han sido reportados para Gelidium nudifrons (0.08 y 0.13 mm/día) en pruebas de laboratorio (Stewart, 1984). Luxton (1977) reporta elongaciones de 0.27 mm/día para Pterocladia lucida de Nueva Zelanda, en tanques exteriores.

Stewart (1984) menciona que el bajo crecimiento de la familia Gelidiaceae aparece como una característica inherente que podría manipularse levemente controlando algunos factores físicos externos. Experimentos con este objetivo se han planteado, tanto a partir de esporas como a partir de

ramificaciones de tejido vegetativo; Suto (1974) cultivó esporas de Gelidium amansii en las costas de Japón, las cuales tardaron dos años en llegar a ser plantas aprovechables como materia prima para la industria del agar. En Japón se han realizado cultivos de campo con ramificaciones o tejido vegetativo (MacFarlane, 1968; Suto, 1974). Sin embargo, las plantas usadas como materia prima y el trabajo necesario para la preparación de la siembra ha sido tan caro que su cultivo ha resultado poco atractivo. También se han hecho cultivos en la India con Gelidiella acerosa, en aguas quietas, utilizando fragmentos vegetativos de algas en cuerdas (Subbaramaiah et al., 1975). En Chile se han obtenido buenas tasas de crecimiento con Gelidium rex (2.5 a 3.0 %/día) (Doty et al., 1986). Al trabajar con ramificaciones vegetativas de G. nudifrons y G. robustum en cultivos in situ de las costas de California, Harger y Neushul (1982) encontraron que su crecimiento se puede incrementar adicionando continuamente un suplemento externo de nutrimentos. Ellos demostraron que G. nudifrons tiene un crecimiento tres veces mayor (1.26 %/día) con adición de nutrimentos, mientras que G. robustum tuvo un crecimiento de 0.35 %/día. Aunque el crecimiento de G. robustum resultó bajo, fue más alto que cuando no tuvo el suministro de nutrimentos externo en el cultivo (-1.54 %/día). Lo anterior nos evidencia que deficiencias de nitrógeno pueden limitar el crecimiento de las macroalgas bajo determinadas condiciones (DeBoer et al., 1978; Hanmisak, 1979; Lapoite, 1979). En general las fuentes de nitrógeno más

importantes para las macroalgas son el nitrato (NO_3) y el amonio (NH_4), sin embargo no todas las plantas crecen igual cuando se fertilizan con estos dos nutrimentos (Hanisak, 1983). Yamada (1972) probó distintas fuentes de nitrógeno y obtuvo que el NH_4 es el que provee el mejor crecimiento a G. amansi, además sus resultados indican que el agar obtenido de las plantas fertilizadas es mejor tanto en calidad como en cantidad de los geles extraídos de las plantas no fertilizadas.

Especies como Gracilaria tikvahiae (Lapinte y Duke, 1984) y Pterocladia capillacea (Calabrace y Fillicini, 1970) crecen mejor cuando se fertilizan con NH_4 que con NO_3 . Este mismo comportamiento fue reportado por DeBoer (1978) para Neogardiella baileyi en el cual el NH_4 proporcionó el doble de crecimiento que con NO_3 y los más bajos crecimientos fueron encontrados cuando se utilizó urea como fuente de nitrógeno. Comportamientos inversos han sido reportados para Nemalion multifidum (Fries, 1963) y Porphyra tenera (Iwasaki, 1967) los cuales crecen mejor con NO_3 que con NH_4 .

D'Elia y DeBoer (1978) consideran que se ha puesto poca atención a la relación que existe entre la adición de nutrimentos, tasas de crecimiento y razones de asimilación de nutrimentos. Este conocimiento básico es esencial para evaluar el manejo efectivo de sistemas de cultivo, los cuales tienen como fin obtener una productividad óptima y una utilización

máxima de los nutrimentos.

Estudios ecológicos más recientes con algunas Gelidiaceae (Santelices, 1975, 1978; Santelices et al., 1981; Hansen, 1980, 1983; Ruenes y Tanger, 1984), muestran que algunos miembros de esta familia pueden alcanzar velocidades de crecimiento de 6.5 %/día en cultivos in vitro, lo que representa una alternativa aprovechable. El primero en intentar lo anterior fue Santelices (1975), quien utilizó algunas especies de Pterocladia, y más recientemente se ha intentado con algunas especies de Gelidium de la India y Noruega, alcanzando crecimientos mayores de 6.5 %/ día (Doty et al., 1986). Cultivos bajo condiciones controladas también se han intentado para algunas especies de Gelidium de Chile con buenos resultados (Santelices et al., 1981).

Lo que se ha llevado a cabo en la mayoría de los cultivos con especies de la familia Gelidiaceae, es tratar de incrementar su crecimiento por medio de eficientizar el suministro de nutrimentos como el nitrógeno, fósforo y carbón (Tseng y Sweeney, 1946; Yamada, 1961, 1972; Rao y Mehta, 1973; Santelices, 1975; Bird, 1976; Harger y Neushul, 1982), controlar y manipular el movimiento de agua (Santelices, 1978; Santelices et al., 1981), de la luz (Santelices, et al., 1981) y la temperatura (Ruenes y Tananger, 1984). Sin embargo en ninguno de los trabajos anteriores se intentó experimentar con una combinación de esas variables en conjunto y ver su efecto en el crecimiento. Así, los experimentos de cultivo de Gelidium combinando los parámetros señalados parecen

oportunos.

En base a lo anterior, se concluye que el bajo crecimiento de una especie puede ser manipulado controlando algunas variables físicas externas (Hansen et al., 1981).

OBJETIVOS

Llevar a cabo estudios de crecimiento in situ y en cultivo en condiciones semicontroladas, bajo una variedad de condiciones de luz, nutrimentos, carbón y movimiento del agua, con tejido joven de G. robustum, con el fin de:

- 1.- Determinar los factores que controlan el crecimiento.
 - a) En poblaciones naturales.
 - b) En condiciones de laboratorio.
 - c) En tanques exteriores de cultivo.

- 2.- Determinar la producción de agar.
 - a) En poblaciones naturales.
 - b) En plantas cultivadas bajo condiciones semicontroladas.

- 3.- Desarrollar una biotécnica para el cultivo de G. robustum.

AREA DE ESTUDIO.

La Bahía de Todos Santos está ubicada a 100 km al sur de la frontera México-Estados Unidos, en la costa occidental de la Península de Baja California, México.

El área de estudio y de colecta está localizada al noroeste de la Bahía de Todos Santos (fig. 1) en el lugar conocido como "El Carioca", a 50 metros playa adentro, a una profundidad que

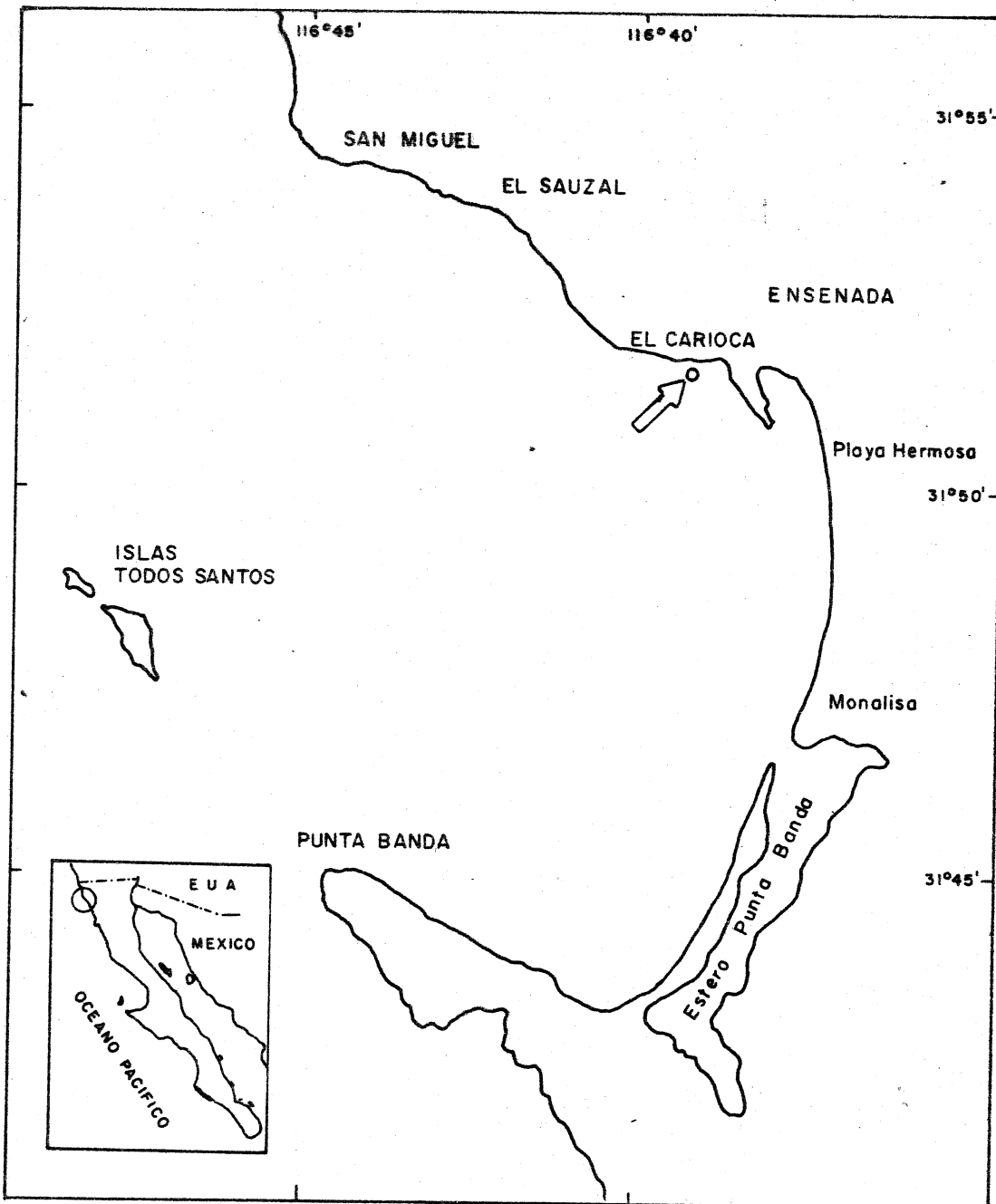


FIG. I - LOCALIZACION DEL AREA DE ESTUDIO EN LA BAHIA DE TODOS SANTOS.

varía de cuatro a seis metros. El fondo de esta zona sublitoral, es fondo rocoso-arenoso. Es una costa expuesta, donde el oleaje dominante (30° NW) puede incidir con gran fuerza (Meteorology international, 1977).

La salinidad en la Bahía de Todos Santos presenta un intervalo que va de 33.4‰ en invierno, ha 33.7‰ en verano (Cabrera-Muro, 1971). La variación anual de la temperatura superficial tiene un mínimo en febrero de 12 °C y un máximo de 22.5 °C en agosto (Morales-Zuniga, 1977).

MATERIALES Y METODOS.

A.- ESTUDIOS EN POBLACIONES NATURALES.

I.- EFECTO DEL MOVIMIENTO DE AGUA EN EL CRECIMIENTO.

En "El Carioca" se localizó un manto de G. robustum, libre de explotación. El trabajo de campo se realizó mediante buceo autónomo.

Dentro del manto se ubicaron dos zonas, la primera se encuentra más expuesta que la segunda por encontrarse sujeta a la acción directa del oleaje. Ambas zonas presentaron condiciones ambientales similares (luz, temperatura, profundidad, nutrimentos, etc.), siendo la única variante el movimiento del agua. Unas 60 plantas de G. robustum de 15 cm de longitud se colectaron en las dos zonas, siendo transportadas en hieleras al laboratorio donde se limpiaron de epifitas, se tomó la longitud del eje principal con un vernier (MITUTOYO ± 0.01) y su peso húmedo individual con una balanza analítica (Bosch 2001 ± 0.1 mg). Posteriormente fueron colocadas

individualmente dentro de bolsas de malla de plástico (aproximadamente de 35 cm de longitud y luz de malla de 0.25 cm) numerándose con cintas de plástico (dymo) y alambre de cobre revestido de plástico (fig. 2). Se colocaron 15 bolsas en cada una de las zonas de estudio (protegida y expuesta) sujetas a una barra de acero colocada al sustrato rocoso, entre el manto natural. Las bolsas se colectaron aproximadamente cada siete semanas durante un año, se llevaron al laboratorio en donde se midieron, se pesaron y se reemplazaron por plantas nuevas colectadas del manto natural, previamente medidas y pesadas en el laboratorio. Todo este procedimiento se realizaba en un día.

El porcentaje de crecimiento diario se calculó en términos de longitud y peso con la expresión de Hoyle (1978).

$$G = (W_t/W_o)^{1/t} - 1 \times 100 \quad (\text{Ec. 1})$$

G=Crecimiento

W_o=Peso inicial (o longitud inicial)

W_t=Peso a un tiempo t (en días)

Los valores de crecimiento promedio globales para el área se sometieron a pruebas Kolmogorov-Smirnov de bondad de ajuste a la distribución normal, así como a la prueba de Bartlett de homogeneidad de varianzas (Sokal y Rohlf, 1981).

Se realizaron análisis de varianza (ANOVA) para comparar el crecimiento entre ambas zonas durante cada intervalo de

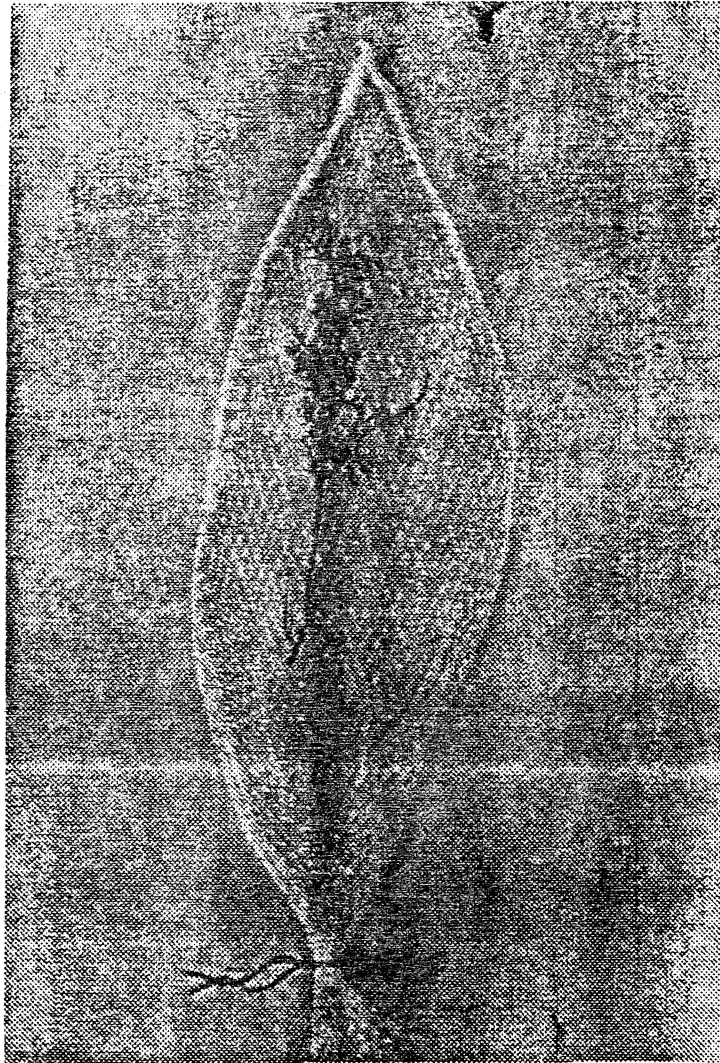


FIG. 2- BOLSAS DE MALLA, MARCADAS, UTILIZADAS EN
LOS EXPERIMENTOS DE CRECIMIENTOS *in situ*
DE G. robustum.

medición.

Todas las pruebas y análisis se realizaron mediante el paquete estadístico Biometry (Sokal y Rohlf, 1981) en una microcomputadora Packard Bell, utilizando un nivel de confianza del 95 % .

II.- HUMEDAD EN PLANTAS DEL MANTO NATURAL.

El porcentaje de humedad de G. robustum se calculó a lo largo del año. Esto se realizó colectando un mínimo de 30 plantas, las que en el laboratorio fueron limpiadas de epifitas y epibiontes, y secadas a 60 ° C hasta obtener peso constante (Brinkhuis, 1980).

III.- RENDIMIENTO DE AGAR EN POBLACIONES NATURALES.

Con el fin de conocer la variación estacional en el rendimiento de agar de plantas creciendo in situ, se realizaron, 10 colectas de aproximadamente dos kilogramos, peso húmedo, de plantas de G. robustum a partir del 12 de agosto de 1986 hasta el 24 de octubre de 1987. El material se secó a temperatura ambiente, para su análisis posterior.

El rendimiento de agar de las plantas se determinó de acuerdo al método de Craigie y Leigh (1978), que consiste en tomar un gramo de muestra seca y extraerle los pigmentos por medio de lavados continuos en acetona, etanol caliente (80% y 96%), hidrataciones con agua destilada, para una posterior extracción a 120 ° C por tres horas y congelado y descongelado de la muestra para eliminar pigmentos y agua, lavados con etanol

(96%) y secando de la muestra en una estufa de vacío a 60 ° C a peso constante.

IV.-PARAMETROS FISICO-QUIMICOS EN EL MEDIO NATURAL.

La energía del flujo de agua se midió en cada muestreo siguiendo la técnica de Vennard, 1961; en Barilotti 1980, haciendo uso de un flujómetro de mano compuesto de una barra de acero, un compás y una cuerda amarrada al centro del compás, con un flotador redondo en su extremo (fig. 3). El flujómetro fue colocado en el fondo arenoso de cada una de las estaciones de muestreo y las oscilaciones del flotador (ángulo) se midieron por intervalo de tiempo de aproximadamente cinco a diez minutos. La velocidad de la corriente se obtuvo según la siguiente ecuación:

$$V = 2.8 (\tan \phi) \quad (\text{Ec. 2})$$

$$V = \text{Velocidad de la corriente (m s}^{-1}\text{)}$$

$$\tan \phi = \text{Tangente del ángulo}$$

Para verificar que las dos zonas de muestreo se encontraban expuestas a diferentes intensidades de movimiento, los resultados fueron sometidos a una prueba de bondad de ajuste y un análisis de varianza (Sokal y Rohlf, 1981), utilizando un nivel de confianza del 95 % .

Los datos de altura máxima del oleaje a lo largo del tiempo que duró la investigación fueron proporcionados por Martínez-Díaz de León et al. (1989), del centro de oleaje del Instituto de Investigaciones Oceanológicas.

Las variables físico-químicas medidas en el manto fueron

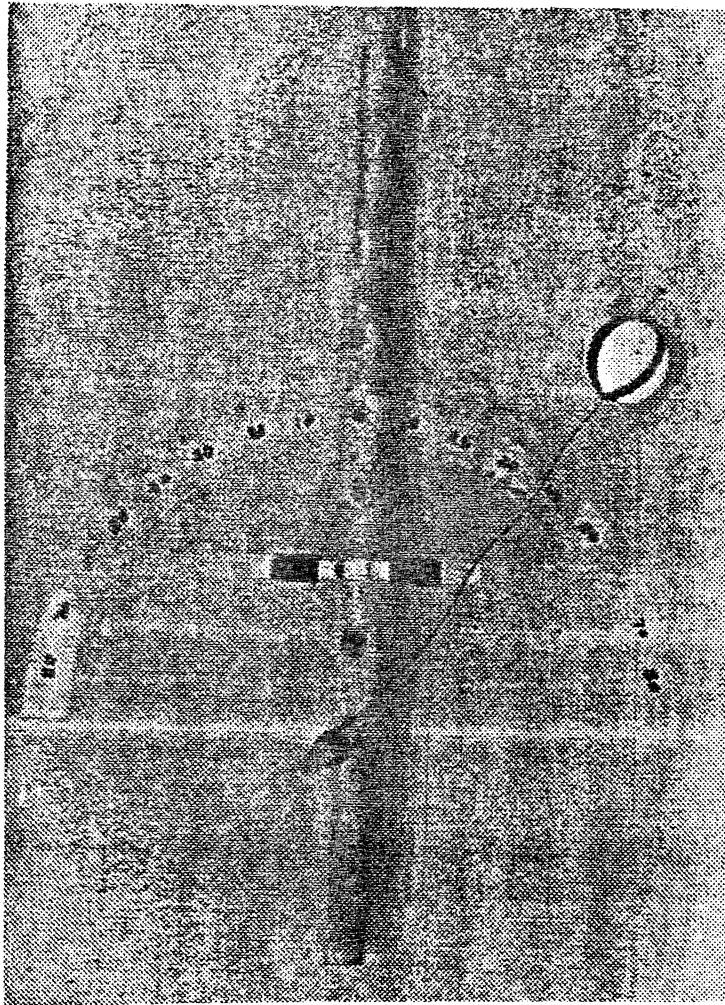


FIG. 3 - FLUJOMETRO DE MANO, UTILIZADO PARA CUANTIFICAR EL MOVIMIENTO DE AGUA *in situ* (VER TEXTO PARA DETALLES).

temperatura del agua de fondo y la luz, tomándose a tres metros de profundidad con un irradiómetro sumergible (KAHLSICO # 268WA310). Los nutrimentos (nitratos y fosfatos), se tomaron en el fondo, según la metodología descrita por Strickland y Parsons (1977).

B.-ESTUDIOS BAJO CONDICIONES DE LABORATORIO.

I.-CULTIVOS BAJO CONDICIONES CONTROLADAS DE LUZ Y TEMPERATURA.

El crecimiento de G. robustum se midió sobre una placa de aluminio de 12 mm de espesor (placa de gradiente), en la cual circula por un lado anticongelante con una temperatura aproximada de -2°C y por el extremo lateral, anticongelante a temperatura de 40°C a travez de orificios que atraviezan toda la placa de aluminio. La circulación del agua dentro de la placa produjo un gradiente de temperatura de 14°C a 30°C , medida en los recipientes del cultivo. Se colocaron lámparas de tubo doble fluorescentes (Sylvania de 40 W) a diferentes alturas de la placa de gradientes para proporcionar diferentes irradiancias (fig. 4). De esta manera, cada cultivo tuvo una temperatura y luz incidente diferente. Se cultivaron individuos juveniles con ramificaciones (3 a 10 cm de longitud) y adultos (10 a 20 cm de longitud).

Los organismos juveniles y adultos esteriles se tomaron aleatoriamente del manto natural y en el laboratorio se seleccionaron y se limpiaron de epifitas y epibiontes.

Posteriormente se colocaron sobre la placa de gradientes a una temperatura de 20°C con una irradiancia de $107 \mu\text{E m}^{-2} \text{s}^{-1}$

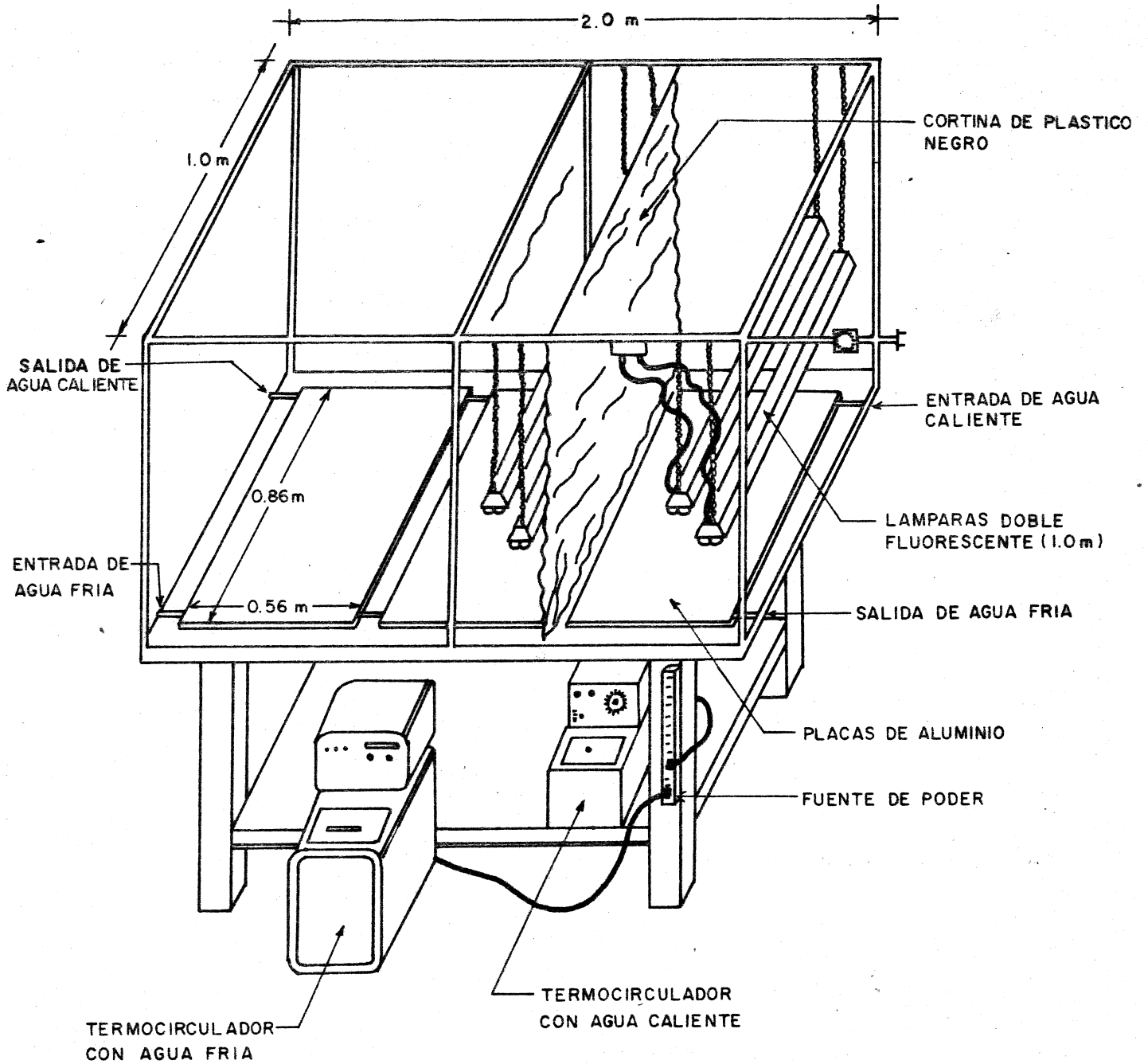


FIG. 4 - DIAGRAMA DE LA PLACA DE GRADIENTES CON FUENTE DE LUZ.

y un fotoperíodo de 12:12 (Luz:Oscuridad; L:O).

Cada una de las plantas (juveniles y adultos) se midió con un vernier y se pesó con una balanza analítica.

Cada planta y su réplica (dos plantas por caja), se colocó dentro de una caja de Petri de vidrio esterilizado de 500 ml con 400 ml de medio de cultivo Provasoli (1968). Un total de 20 cajas para cada experimento fueron puestas en una placa de gradientes con intervalos de cuatro grados centígrados (14, 18, 22, 26 y 30 ± 0.5 C) y con irradiancias de 34, 102, 170 y 340 $\mu\text{E m}^{-2} \text{s}^{-1}$.

El mismo procedimiento descrito anteriormente fue utilizado para los ejemplares adultos.

Todos los experimentos de crecimiento tuvieron una duración de 45 días renovándose el medio de cultivo cada cinco días. Cada 15 días los ejemplares se midieron y se pesaron. El porcentaje de crecimiento diario se calculó en términos de peso ("Cp") y de longitud ("Cl"), de acuerdo a la ecuación 1.

Los porcentajes de crecimiento en peso y/o en longitud diario obtenidos con juveniles y adultos fueron tratados mediante la prueba de bondad de ajuste para la distribución normal de Kolmogorov-Smirnov, así como a la prueba de Barlett de homogeneidad de varianza (Sokal y Rohlf, 1981).

Se realizaron pruebas de análisis de varianza (ANOVA) para observar si entre cada experimento existieron diferencias significativas de "Cp" o de "Cl" a las distintas temperaturas e irradiaciones experimentales, y ANOVAS múltiples para comparar

"Cp" o "Cl" entre las distintas etapas de desarrollo.

Las diferencias en crecimiento para cada experimento se probaron mediante el análisis de comparación múltiple de medias de Tukey-Kramer. En algunos experimentos se realizaron ANOVAS anidados para determinar diferencias entre tratamientos y concentraciones (Sokal y Rohlf, 1981). Todas las pruebas y análisis estadísticos se realizaron utilizando un nivel de confianza del 95 % .

C.-CULTIVOS EN TANQUES EXTERIORES.

Ejemplares de G. robustum adultos se colectaron en el manto de G. robustum de El Carioca en Ensenada B. C., y posteriormente se seleccionaron y limpiaron de epifitas. Su acondicionamiento previo a los experimentos se realizó en un sistema de cultivo al aire libre por un período de dos semanas. Este sistema consistió en recipientes de plástico de 200 litros cortados en dos longitudinalmente. Cada mitad se utilizó como "tanque de cultivo". Los tanques descansaron sobre bases de concreto alineadas a tuberías que abastecieron de aire y agua de mar. El aire (10 l/min.) se suministró a lo largo del fondo del tanque a través de un tubo de cloruro de polivinilo (PVC) de 13 mm de diámetro con pequeñas perforaciones (Fig. 5). La aereación desde el fondo permitió tener los cultivos en suspensión y en constante movimiento. El flujo de agua en los tanques fue de 500 ml/min, no se les adicionó nutrimentos y la irradiancia reportada durante los experimentos varió dependiendo de la época en la que se realizó

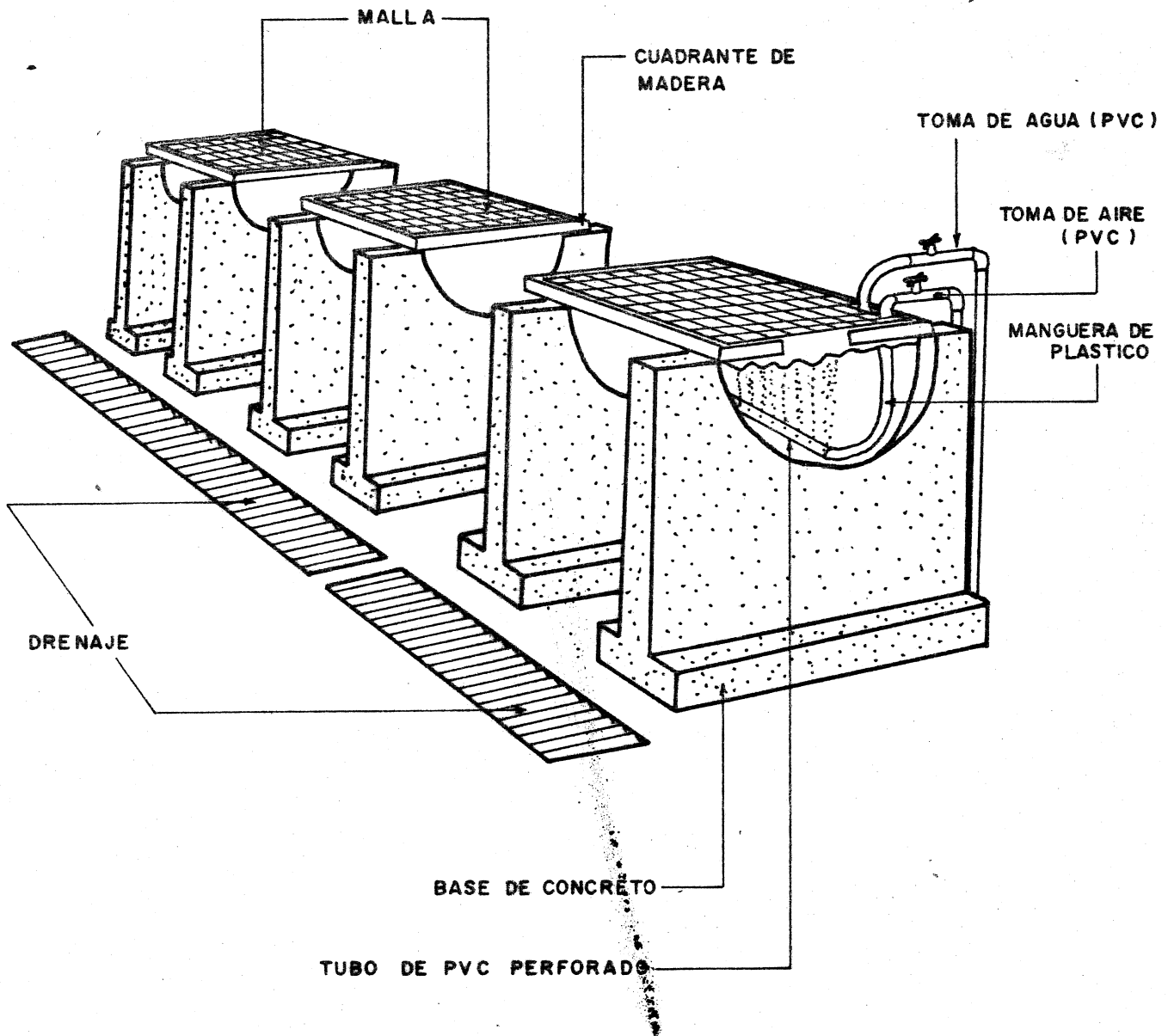


FIG. 5 - ESTANQUERIA AL AIRE LIBRE UTILIZADA PARA LOS EXPERIMENTOS DE CRECIMIENTO DE Gelidium robustum.

cada experimento, el porcentaje de luz incidente (I_0) se redujo a un 30% en los cultivos. En estas condiciones se diseñaron seis experimentos probando una variable en diferentes periodos de tiempo a la vez.

I.-DETERMINACION DE LUZ OPTIMA PARA CRECIMIENTO.

Con el propósito de determinar la irradiancia óptima requerida por las plantas, se colocaron 30 ejemplares de G. robustum por tanque de cultivo bajo diferente irradiancias. El porcentaje de luz incidente (I_0) en los tanques se redujo con 0, 1, 2, 3, 4, y 6 mallas de plástico oscura de un milímetro de abertura sujeta a cuadrados movibles de madera. Las mallas redujeron I_0 a 86, 31, 17, 8, y 4 % . Los cuadrantes se colocaban encima del tanque de cultivo y la malla tenía orificios donde se introducían mangueras de plástico con el agua ó aire. La luz incidente se midió semanalmente, con un irradiómetro (V-SL-100 Biospherical Instrument), colocando el sensor a 2 cm encima de la malla de plástico, bajo la malla de plástico y 2 cm bajo la superficie del agua sin agitación.

Las plantas en los cultivos se fertilizaron con NaNO_3 a concentraciones de 80 $\mu\text{M/l}$ de nitrógeno y 8 $\mu\text{M/l}$ de PO_4 . La fertilización se realizó agregando nutrimentos cada tercer día por un período de tres horas.

Las plantas se pesaron cada 14 días con una balanza analítica (Bouch S-2000) y su crecimiento se calculó utilizando la ecuación 1. El experimento tuvo una duración de 70 días.

II.-CRECIMIENTO EN FUNCION DE DIFERENTES FUENTES Y CONCENTRACIONES DE NITROGENO.

Este experimento se diseñó para determinar que fuente de nitrógeno es la más adecuada para el crecimiento de G. robustum. Para ello se utilizaron nueve tanques por duplicado con 50 g de plantas por tanque, fertilizadas por pulsos cada tres días durante tres horas. Los nutrientes utilizados fueron Nitrato de Sodio (Na NO_3), Sulfato de Amonio (NH_4SO_4) y Nitrato de Amonio (NH_4NO_3) a concentraciones de 50, 100 y 150 μM de nitrógeno. El efecto de los nutrientes se determinó evaluando el crecimiento en peso húmedo de G. robustum por 42 días sin cosechas del material inicial. A partir del día 42, dejando 50 g de de la misma planta, se realizó un experimento con el objetivo de ver el efecto de la cosecha sobre el crecimiento por un período de tres semanas (23 días). La cosecha se realizó con tijeras, eliminando las partes basales de las plantas (partes "viejas"), dejando siempre una biomasa igual a la inicial (50 g por tanque).

El crecimiento se obtuvo semanalmente en el experimento con cosecha y sin cosecha, utilizando la ecuación 1.

La humedad del material de la cosechadose detrmínó de acuerdo a Brinkhuis (1980).

La irradiancia en estos experimentos, se redujo con dos mallas plásticas para mantenerla 31% I_0 . La temperatura en los cultivos fue la ambiental.

El rendimiento de agar de las plantas cultivadas con cosecha, bajo los distintos tratamientos se determinó al final del experimento de acuerdo a la metodología de Craigie y Leigh

(1978).

III.-TIEMPO DE FERTILIZACION OPTIMO PARA LA ABSORCION DE NUTRIMENTOS.

El tiempo óptimo de absorción de cada uno de los nutrimentos se determinó colocando 50 g de planta en tanques con concentración inicial conocida del nutrimento (Nitrogeno y fosforo) en el agua de mar, más la del nutrimento agregado (150uM de NaNO_3 y 15uM de NaH_2PO_4). Se tomaron muestras de agua por duplicado una vez trascurrido los siguientes tiempos experimentales: 15, 30, 45, 60, 75, 90 y 120 minutos. Las muestras se congelaron por 24 horas y posteriormente se analizó el contenido de nitrógeno y fósforo de acuerdo a la metodología de Strickland y Parsons (1972).

A lo largo del experimento se midió la temperatura del agua en movimiento y la luz ambiental cada 30 minutos.

IV.-PERIODOS DE FERTILIZACION.

El mejor período de fertilización se determinó utilizando una biomasa de 50 g por tanque, con cuatro períodos de fertilización: una, dos y tres veces por semana, y una vez cada dos semanas. Las fertilizaciones se realizaron con 150 uM de nitrógeno (NaNO_3) y 15 uM de fosfatos (NaH_2PO_4). Se realizaron cosecha semanales con tijeras, eliminando las partes basales de las plantas (partes "viejas"), dejando siempre una biomasa igual a la inicial (50 g por tanque).

Cada semana el material cosechado se pesó con epifitas y sin ellas después de una limpieza manual y cepilladas. La diferencia de peso fue considerada como el error por epifitas. La humedad de las plantas sin epifitas del material cosechado se determinó siguiendo a Brinkhuis (1980). El experimento se realizó por un período de 56 días.

La luz incidente se redujo con dos mallas plásticas (31% I₀). La temperatura en los cultivos fue la ambiental.

A la muestra final de cada uno de los tratamientos experimentales se le determinó el rendimiento de agar de acuerdo a Craigie y Leigh (1978).

V.-EFECTO DEL MOVIMIENTO DE AGUA EN EL CRECIMIENTO.

Con el propósito de determinar el efecto del movimiento del agua sobre el crecimiento de G. robustum se realizó un diseño experimental que comprendió dos ambientes dinámicos y un estático. En cada tanque se colocó un total de 20 ápices de G. robustum de aproximadamente 10 cm de longitud, previamente etiquetados con cintas plásticas y pesados en una balanza analítica (variando entre 0.4095 y 0.2370 g).

En el primer caso, el movimiento se generó por medio de aire que se introdujo a lo largo del fondo del tanque (80 lt/min.). En el segundo, el movimiento se generó de la misma forma que el anterior, sin embargo aquí las plantas se ataron con cuerdas de nylon a dos tubos perforados de PVC, de media pulgada. Las plantas se mantuvieron sumergidas en el agua. En

el tercero, las plantas se mantuvieron sueltas y sin movimiento (fig. 6). Todos los experimentos se matuvieron con un flujo de agua continuo de 500 ml/min. Cada tanque se fertilizó de acuerdo al periodo y tiempo de fertilización óptimos obtenidos en los experiemntos de fertilización mencionados anteriormente.

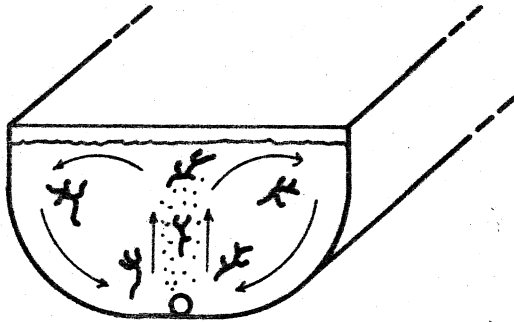
La humedad de las plantas se determinó al inicio y al final de cada experiemnto siguiendo la metodología de Brinkhuis (1980). Los tratamientos se llevaron a cabo por un periodo de 21 días. La luz se reguló con dos mallas plásticas (31% de I_0) y la temperatura en los cultivos fue la ambiental.

Por otro lado, se diseñó un experimento utilizando diferentes intensidades de movimiento con biomasa suelta en el tanque, de la siguiente manera:

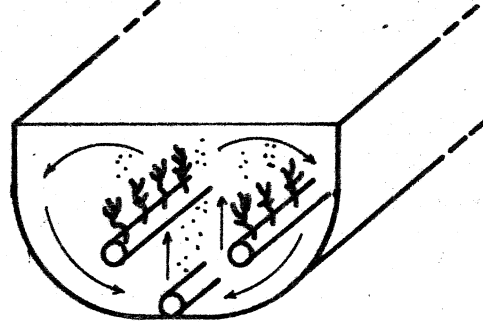
Se utilizó una biomasa de 230 g de planta por tanque. Las diferentes intensidades de movimiento a probar, con sus duplicados fueron: El testigo (sin movimiento), y 20, 50 y 80 lt/min. de aire inyectado desde el fondo de cada tanque de cultivo, generando de ésta forma diferentes intensidades de movimiento de las plantas.

Los métodos de cosecha, la determinacion de la humedad, el error por epifitas y los periodos de fertilización se llevaron a cabo de igual forma que en los experiemntos anteriores. Los tratamientos tuvieron una duración de 35 días.

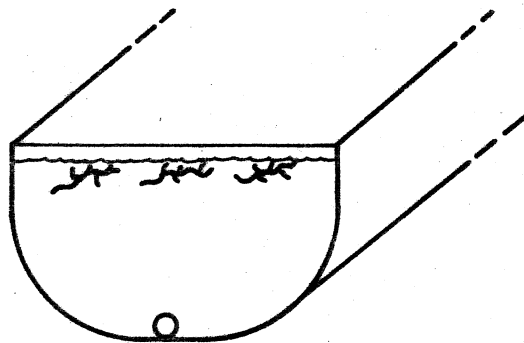
La intensidad luminosa se reguló con dos mallas plásticas (31% de la luz incidente). La temperatura fue la ambiental y se tomó con un termómetro de máximos y mínimos (Taylor No. 5458).



A) PLANTAS SUELTAS CON
MOVIMIENTO DE AGUA



B) PLANTAS FIJAS A TUBOS DE
PVC CON MOVIMIENTO DE AGUA



C) PLANTAS SIN MOVIMIENTO FLOTANDO
EN LA SUPERFICIE DEL AGUA

FIG. 6 - DISEÑO EXPERIMENTAL EN TANQUES DE CULTIVO PARA
OBSERVAR EL EFECTO DEL MOVIMIENTO DE AGUA
EN G. robustum.

VI.-EFECTO DE ADICIONES DE DIOXIDO DE CARBONO.

Con el propósito de determinar si los cultivos estaban limitados por carbón, se colocaron 30 ápices de G. robustum de aproximadamente 10 cm de longitud, previamente etiquetados y pesados en cada uno de cuatro tanques de cultivo.

El diseño experimental fue el siguiente: en el fondo del tanque se introdujo CO_2 con una manguera plástica con periodicidad diaria, cada tercer día y una vez por semana. El experimento testigo se mantuvo sin agregar CO_2 .

Las inyecciones de CO_2 , a lo largo de los tubos perforados de PVC situados en el fondo del tanque, se realizaron por las mananas hasta que el pH se estabilizaba entre 6.5 y 7.0, lo cual se producía después de inyectar CO_2 durante 4 minutos a 50 libras de presión. Al mismo tiempo, los cultivos se fertilizaron con los períodos óptimos ya encontrados. El flujo de agua se cerraba mientras se adicionaba CO_2 la entrada de aire a los tanques se reducía al mínimo (2 l/min.).

La luz se reguló con dos mallas plasticas para proveer 31% de Io. La temperatura en los cultivos fue la ambiental.

El experimento tuvo una duración de 38 días.

VII.-CONJUGACION DE LAS VARIABLES OPTIMAS ENCONTRADAS.

Con el propósito de cuantificar el crecimiento con las variables óptimas de periodicidad de fertilización, tipo y

concentraciones de nutrimentos, movimiento de agua e irradiancia encontradas previamente, se cultivaron 50 g de biomasa húmeda de G. Robustum en cada uno de cuatro tanques con sus duplicados. Para realizar lo anterior se fertilizó dos veces por semana, por las mañanas durante 1 hora, utilizando 150 μM de NaNO_3 y 15 μM de NaH_2PO_4 con adiciones de CO_2 una vez por semana durante cuatro minutos a 50 libras de presión. El movimiento se generó con 80 l/min. de aire desde el fondo del tanque. La luz se mantuvo a 31 % de I_0 . Las cosechas se realizaron semanalmente dejando siempre la biomasa inicial. El flujo de agua de mar en los cultivos fue de 500 ml/min. y la temperatura fue la ambiental.

El experimento tuvo una duración de 28 días.

RESULTADOS.

A.-ESTUDIOS EN POBLACIONES NATURALES.

I.-EFECTO DEL MOVIMIENTO DE AGUA EN EL CRECIMIENTO.

Los incrementos en longitud y en peso húmedo de las plantas de G. robustum dentro de bolsas se presentan en la tabla I. Los valores máximos y mínimos en longitud para la zona expuesta fueron; 2.1 mm/día (enero-marzo, 1987) y 0.2 mm/día (diciembre de 1986-enero, 1987), mientras que para la zona protegida fueron de 0.7 mm/día (marzo-mayo, 1987) y 0.3 mm/día (julio-agosto, 1987), respectivamente.

Tabla I.- Crecimiento in situ de Gelidium robustum expresado en mm/día y % de crecimiento diario de peso húmedo.

* = Se perdió el material
 ± = Error Estandar
 Exp. = Expuesta
 Prot. = Protegida

Fecha	Zona	Días	n	Crecimiento en mm/día	% de crecimiento en gramos
12 Nov 86 / 10 Dic 86	Exp.	29	9	0.4 ± 0.08	1.1 ± 0.3
	Prot.	29	9	0.5 ± 0.02	0.9 ± 0.2
10 Dic 86 / 30 Ene 87	Exp.	52	2	0.2 ± 0.1	1.8 ± 0.7
	Prot.	52	3	0.4 ± 0.2	0.4 ± 0.1
30 Ene 87 / 18 Mar 87	Exp.	47	2	2.1 ± 0.9	1.2 ± 0.9
	Prot.	47	3	0.5 ± 0.3	0.9 ± 0.06
20 Mar 87 / 14 May 87	Exp.	55	0	*	*
	Prot.	55	5	0.7 ± 0.3	1.3 ± 0.5
14 May 87 / 30 Jun 87	Exp.	47	9	0.3 ± 0.06	1.3 ± 0.3
	Prot.	47	9	0.4 ± 0.06	0.8 ± 0.2
1 Jul 87 / 25 Ago 87	Exp.	55	12	0.3 ± 0.05	1.5 ± 0.2
	Prot.	55	7	0.3 ± 0.07	0.5 ± 0.1
25 Ago 87 / 22 Oct 87	Exp.	59	9	0.6 ± 0.1	1.0 ± 0.2
	Prot.	59	9	0.4 ± 0.06	1.0 ± 0.2

El porcentaje de crecimiento diario en peso húmedo para la zona expuesta independientemente de la época de muestreo siempre fue superior a uno por ciento, siendo el valor máximo de 1.8 (diciembre de 1986-enero de 1987) y el mínimo de 1.0 (agosto-octubre, 1987). Todas las bolsas de esta zona se perdieron en los meses marzo-mayo. En la zona protegida el máximo porcentaje de crecimiento diario fue de 1.3 (marzo-mayo, 1987) y el mínimo 0.4 (diciembre de 1986-enero, 1987). Los resultados obtenidos muestran que la intensidad del movimiento de agua creó diferencias significativas en el crecimiento de G. robustum, entre las dos zonas de estudio, siempre que el incremento fue medido en función del peso. Cuando el crecimiento de esta especie se midió tomando en cuenta la longitud, los análisis estadísticos no mostraron diferencias significativas entre las dos zonas de estudio

II.-HUMEDAD EN PLANTAS DEL MANTO NATURAL.

La humedad promedio máxima de G. robustum (78 %) se presentó en octubre de 1987 y la mínima (74 %) en noviembre de 1986 (fig. 7). Sin embargo un análisis estadístico (ANOVA) mostró que no existieron diferencias significativas entre las mediciones de humedad a lo largo del año.

III.-RENDIMIENTO DE AGAR EN POBLACIONES NATURALES.

El rendimiento máximo de agar en las poblaciones naturales fue de 33 % (septiembre de 1986) y el mínimo fue de 24 % (diciembre de 1986) (fig. 8).

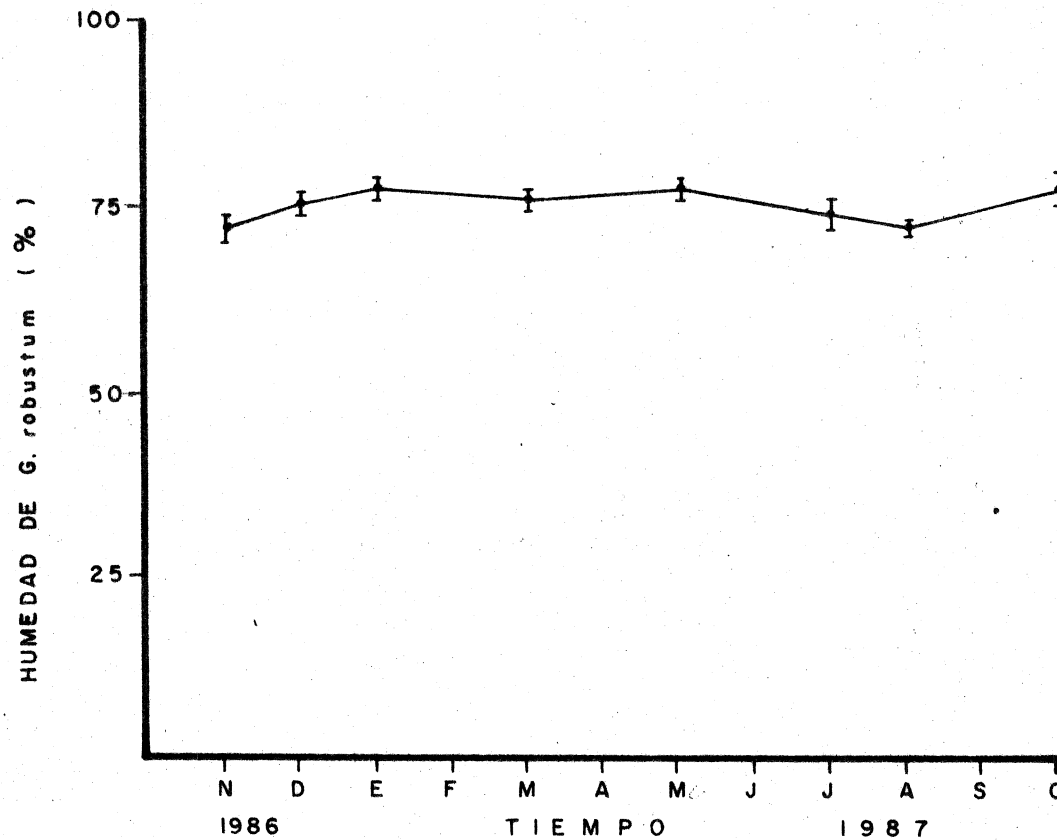


FIG. 7 - PORCENTAJE DE HUMEDAD EN PLANTAS DE Gelidium robustum EN UN MANTO DE CARIOCA A LO LARGO DEL AÑO ($n > 30$; I = ERROR ESTANDAR).

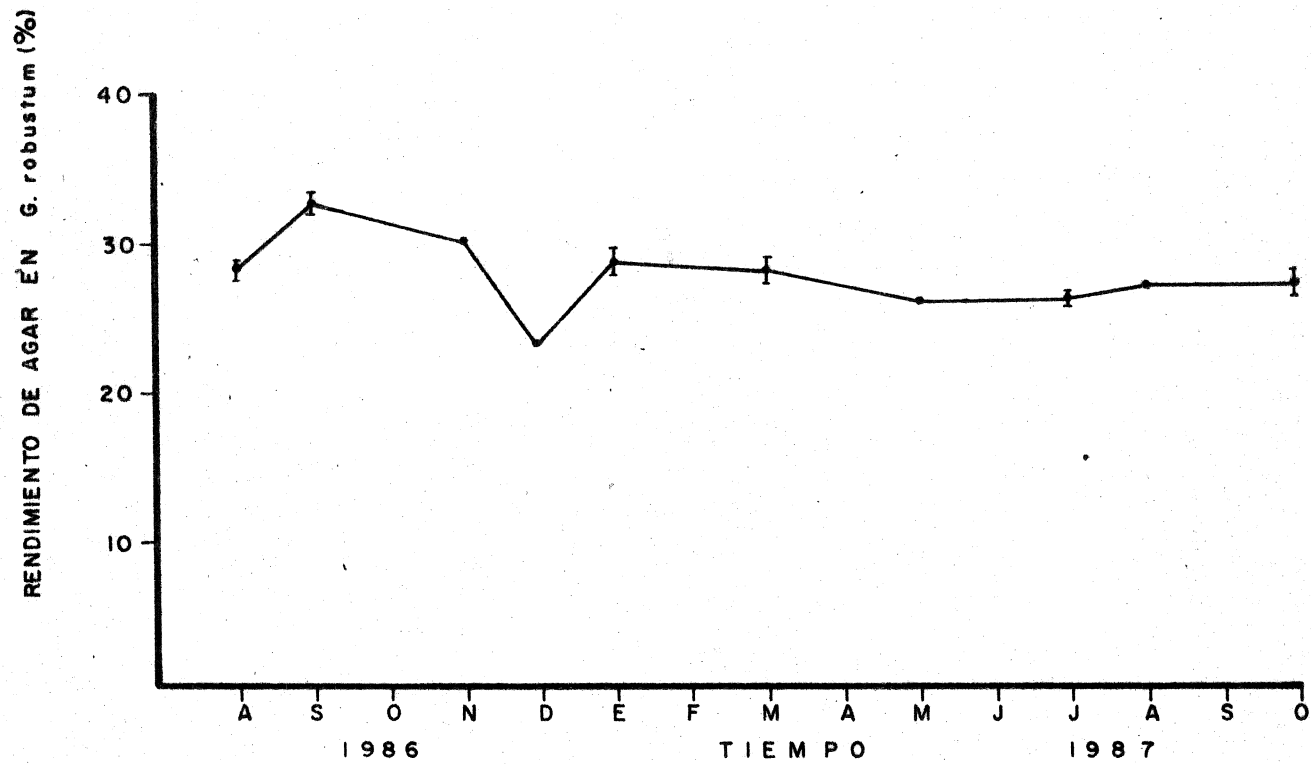


FIG. 8 - RENDIMIENTO DE AGAR (% DEL PESO SECO) DE G. robustum EN POBLACIONES NATURALES EN EL CARIOCA A LO LARGO DEL AÑO (n=3; I=ERROR ESTANDAR).

IV.-PARAMETROS FISICO-QUIMICOS EN EL MEDIO AMBIENTE NATURAL.

La diferencia en la velocidad de la corriente entre las dos zonas de estudio (zona expuesta y protegida) fue máxima en el mes de mayo de 1987 y mínima durante el mes de octubre (fig. 9). Un análisis de varianza mostró que existe diferencia significativa entre las dos zonas. La altura máxima del oleaje ocurrió durante el invierno y mínima en el verano (fig. 10).

La concentración máxima de nitratos (3.2 μM) para muestras de fondo se encontró en noviembre de 1986 y mínima (0.3 μM) en junio de 1987. Los fosfatos presentaron la concentración máxima (1.1 μM) en noviembre de 1986 y la mínima (0.24 μM) en enero de 1987 (fig. 11).

La máxima luz incidente fue de 268 $\frac{\text{uE}}{\text{m}^2} / \text{s}$ y se presentó en marzo de 1987. La mínima fue de 38 $\frac{\text{uE}}{\text{m}^2} / \text{s}$ y se presentó en noviembre de 1987 (fig. 12).

La temperatura máxima (19.5 $^{\circ}\text{C}$), se presentó en agosto de 1987 y la mínima (14.0 $^{\circ}\text{C}$) en enero de 1986 (fig. 12).

B.-ESTUDIOS BAJO CONDICIONES DE LABORATORIO.

I.-CULTIVOS BAJO CONDICIONES CONTROLADAS DE LUZ Y TEMPERATURA.

En plantas juveniles no se encontraron diferencias significativas de crecimiento en ninguna combinación de luz y temperatura ya sea en terminos de longitud o peso, y en el caso de plantas adultas solo hubo diferencias de crecimiento bajo las distintas intensidades de luz tanto en peso como en longitud. En las plantas adultas la interacción entre la luz y la temperatura fue significativa (Tabla II).

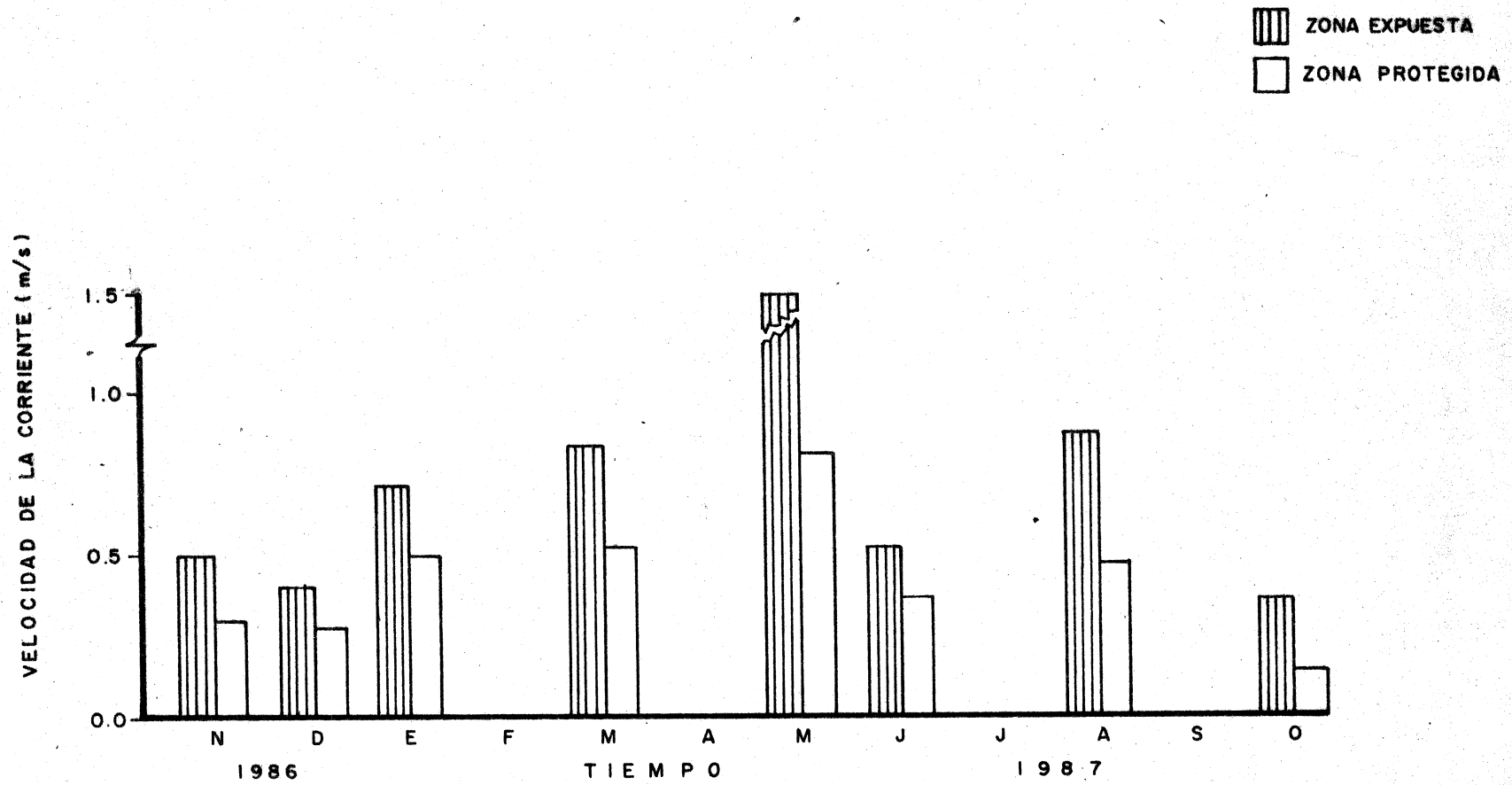


FIG. 9 - VELOCIDAD DE LA CORRIENTE EN LA ZONA DE ESTUDIO (CARIOCA).

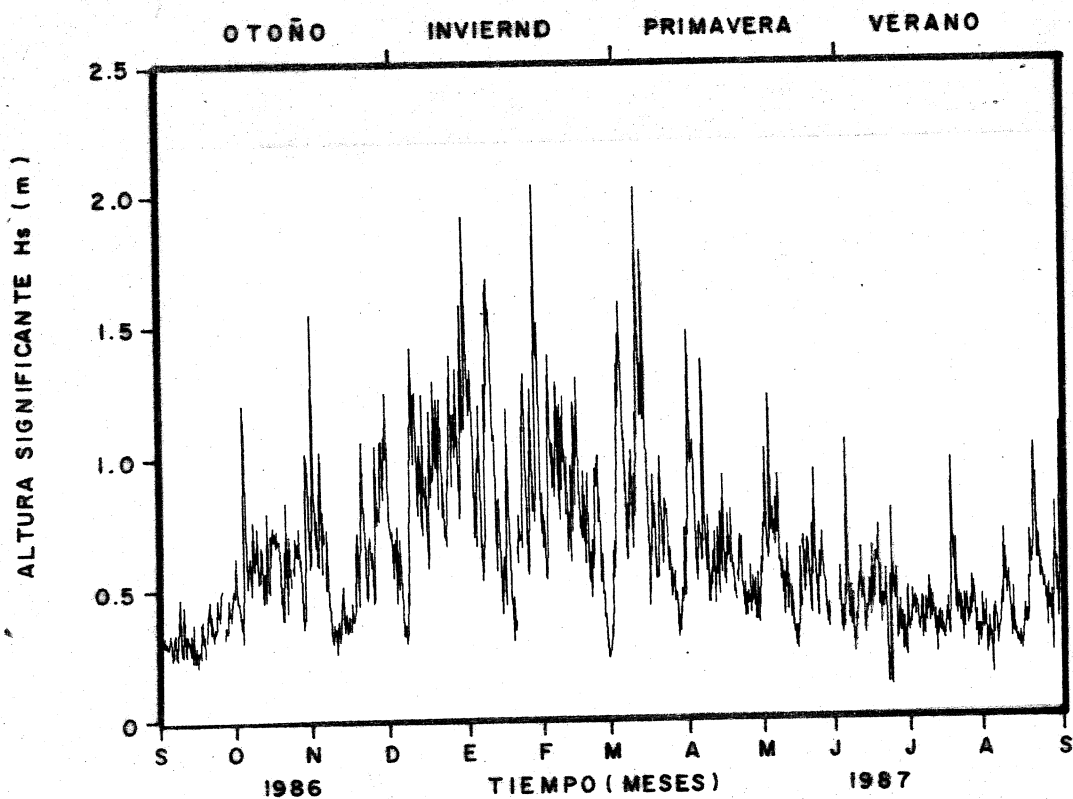


FIG. 10 - ALTURA MAXIMA DEL OLAJE CON RESPECTO AL TIEMPO (TOMADO DE MARTINEZ-DIAZ DE LEON et al, 1989).

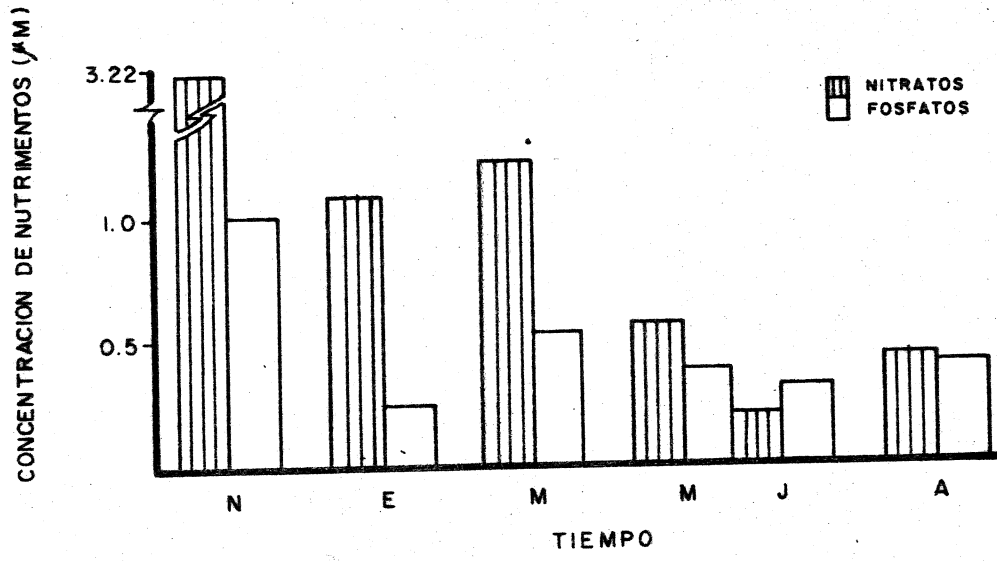


FIG. II - CONCENTRACION DE NUTRIMENTOS DISUELTOS EN EL FONDO DE CARIOCA .

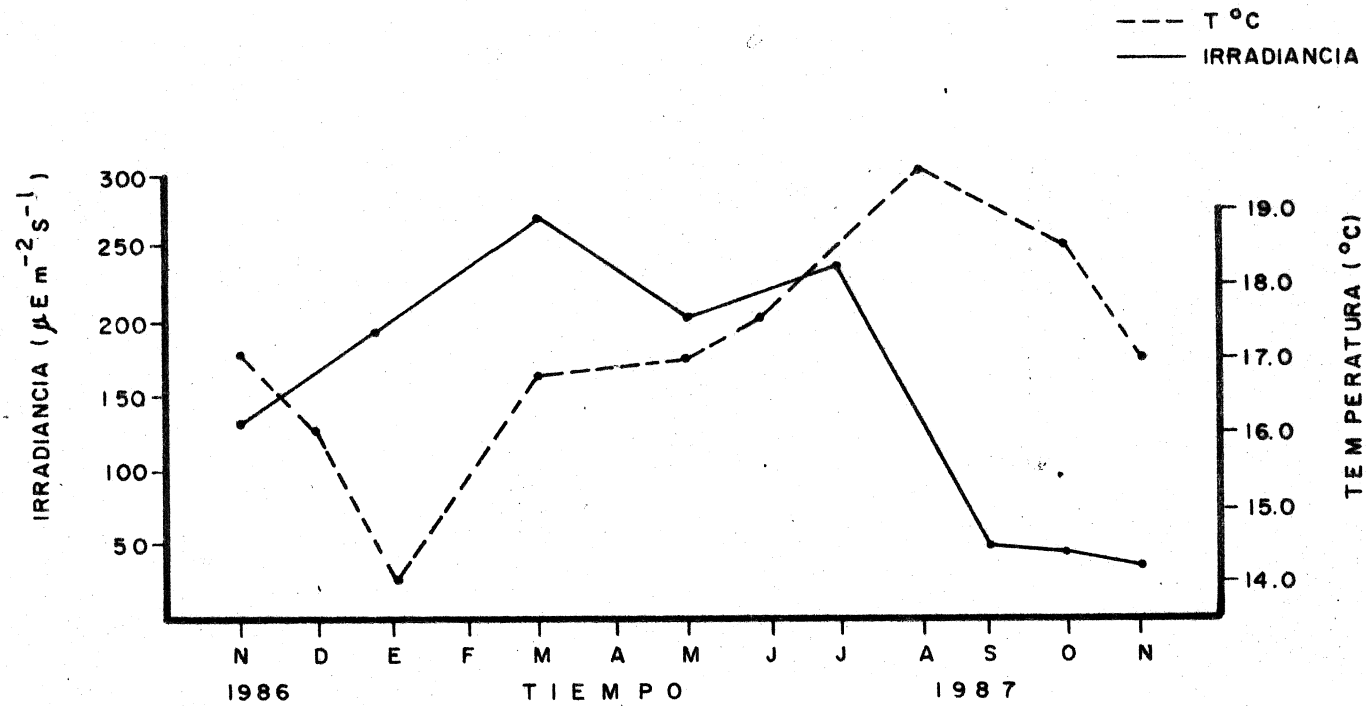


FIG. 12 - IRRADIANCIA ($\mu E m^{-2} s^{-1}$) Y TEMPERATURA ($^{\circ}C$) A 3 m DE PROFUNDIDAD EN CARIOGA, MEDIDA A LAS 13:00 HRS.

Tabla II.- Recopilación de los ANOVAS realizados con los crecimientos de plantas de Gelidium robustum juveniles y adultas.

* = Diferencias significativas al 95 %.
NS = Diferencias no significativas.

	Temperatura	Luz	Temperatura x Luz	Juveniles longitud	Adultos longitud	Juvenil peso	Adulto peso
Juvenil longitud	NS	NS	NS	---	NS	---	---
Adulto longitud	NS	*	*	NS	---	---	---
Juvenil peso	NS	NS	NS	---	---	---	NS
Adulto peso	NS	*	*	---	---	NS	---

En las plantas juveniles se obtuvieron "Cl" máximos de 1 %/día a 22 °C con 34 uE/m² (fig. 13b) y en los adultos el valor máximo fue de 0.5%/día a 14 °C y 340 uE/m²/s (fig. 13d).

En los juveniles se obtuvo un "Cp" máximo de 0.7 %/día a 22 °C y 340 uE/m²/s (fig. 13a) y en los adultos de 0.5%/día a 14 °C y 102 uE/m²/s (fig. 13c). No se obtuvo crecimiento en los juveniles y adultos cultivados a temperaturas de 26 °C con 340 uE/m²/s. En todos los experimentos de crecimiento la temperatura de 30 °C fue letal para los ejemplares de G. robustum (fig.13a-d).

ESTUDIOS EN TANQUES EXTERIORES DE CULTIVO.

I.-DETERMINACION DE LUZ OPTIMA PARA CRECIMIENTO.

El crecimiento en peso húmedo de las plantas que recibieron 48 y 31% de I₀ presentaron los crecimientos mayores (2.3 y 2.2 %), con mayor desarrollo en las ramificaciones respecto a las plantas que crecieron en otras irradiancias. El mayor desarrollo de epifitas se presentó a 86 y 48 de I₀. Por otro lado, el análisis estadístico mostró diferencias significativas del crecimiento de las plantas en los tratamientos de mayor (86, 48, 31 y 17%) y los de menor irradiancia (8 y 4%) (Tabla III), con excepción de la combinación de los tratamientos 86, 17 y 8% en los que no se encontraron diferencias significativas entre sí. En general, el crecimiento menor se observó para 4% de I₀ (fig. 14). Los errores estandar se mantuvieron en un intervalo de 0.05 a 0.1 .

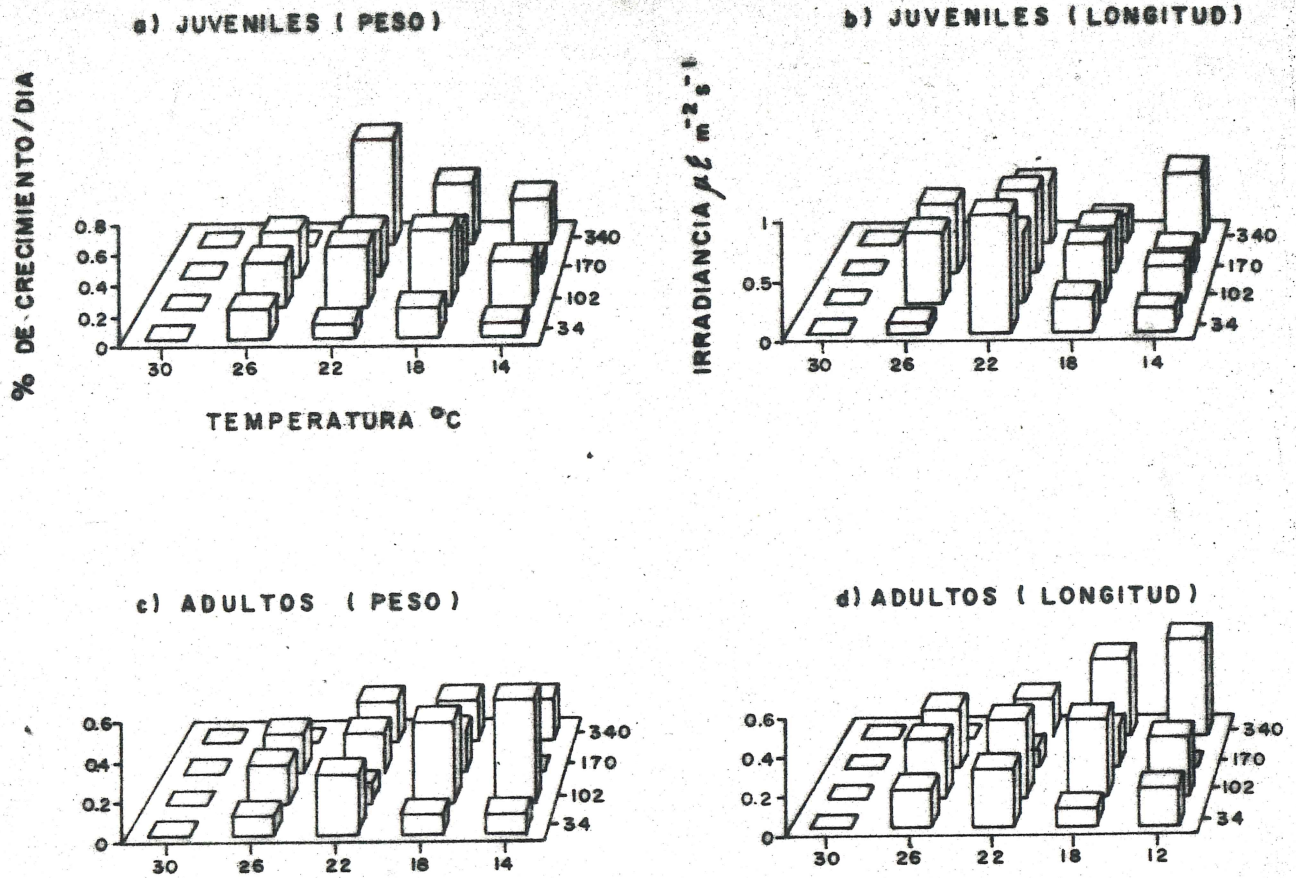


FIG. 13 - PORCENTAJE DE CRECIMIENTO DIARIO (%) DE PLANTAS JUVENILES ($n = 2$) Y ADULTOS ($n = 2$) DE *G. robustum* A DIFERENTES IRRADIANCIAS Y TEMPERATURAS, COLECTADAS EN "EL CARIOCA".

Tabla III.- Comparación múltiple del crecimiento promedio de Gelidium robustum durante 85 días, bajo diferentes irradiancias, aplicando la prueba de Tukey-Kramer.

* = Diferencias significativas al 95 %.

NS = Diferencias no significativas.

T = 5.3

() = T calculada.

Intensidades de Luz	86 %	48 %	31 %	17 %	8 %	4 %
86 %	---	NS (3.9)	NS (3.2)	NS (0.6)	NS (4.4)	* (7.3)
48 %	---	---	NS (0.7)	NS (4.5)	* (8.3)	* (11.2)
31 %	---	---	---	NS (3.8)	* (7.6)	* (10.5)
17 %	---	---	---	---	NS (3.8)	* (6.6)
8 %	---	---	---	---	---	NS (2.8)
4 %	---	---	---	---	---	---

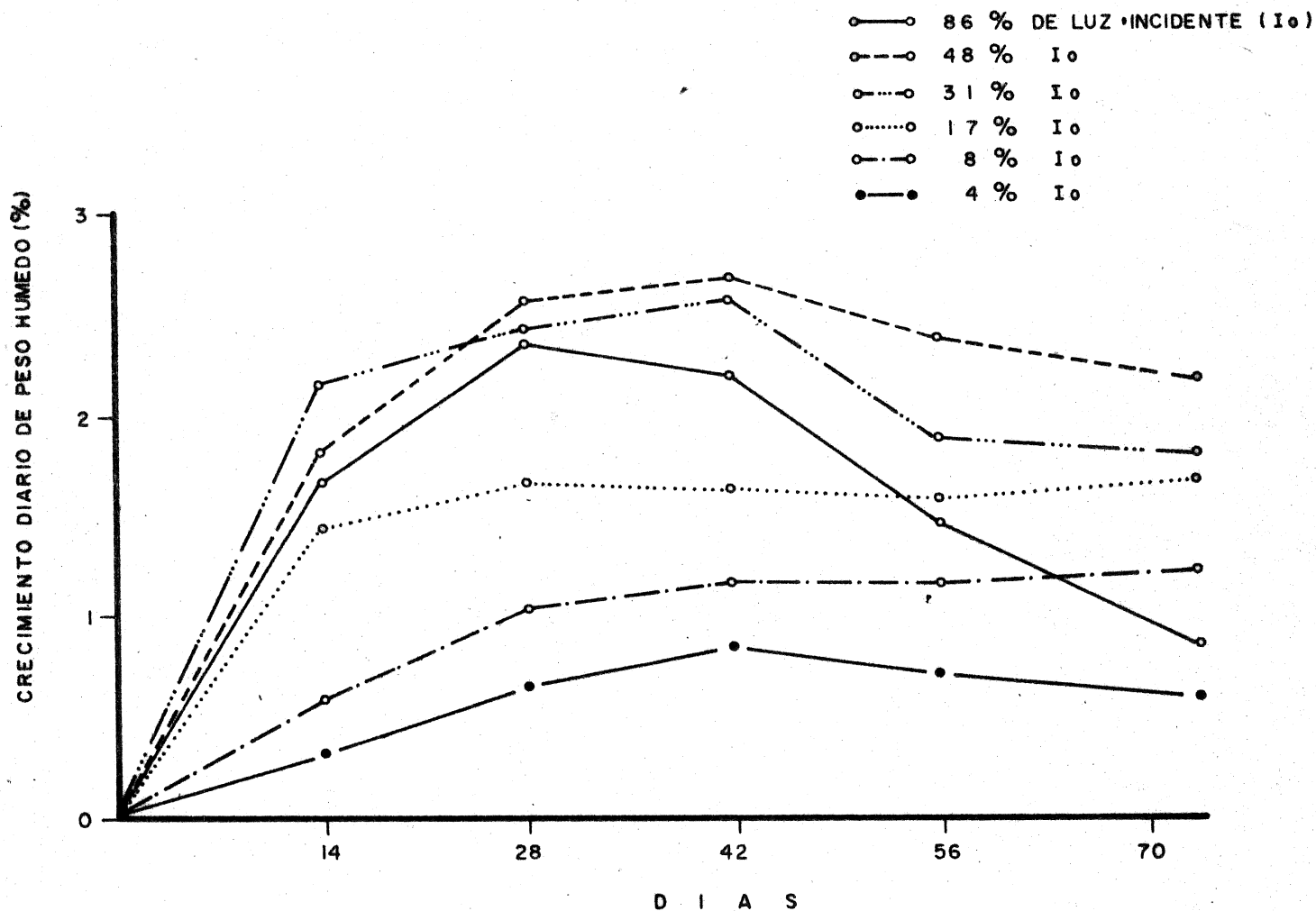


FIG. 14 - CRECIMIENTO EN PESO (g) DE *G. robustum* CULTIVADO EN TANQUES EXTERIORES BAJO DIFERENTES IRRADIANCIAS DE JUNIO 12 A AGOSTO 28 DE 1986, FERTILIZADOS CON 80 μ M DE NaNO₃ Y 8 μ M DE NH₂PO₄ (n = 30; ERROR ESTANDAR ENTRE 0.05 Y 0.1).

Con la irradiancia más alta (86%Io) se presentó fragmentación de plantas. La pigmentación en los ejemplares (estimada visulamente) fue inversa a la luz incidente recibida. La máxima irradiancia para el verano de 1986 a las 13:00 horas fue de $1800 \text{ uE/m}^2/\text{s}$. La máxima temperatura registrada fue de 26°C y la mínima de 15°C .

Para todos los tratamientos se intentó la eliminación de epifitas mediante cepilladas manuales cada tres días, pero esto resultó insuficiente. El error al pesar por epifitas fue de 5% en peso húmedo en todos los experimentos. Las epifitas dominantes en todos los cultivos exteriores fueron Enteromorpha sp., Ulva sp. y Ectocarpus sp.

II.-CRECIMIENTO EN FUNCION DE DIFERENTES FUENTES Y CONCENTRACIONES DE NITROGENO.

Las plantas testigo de todos los experimentos exhibieron menor crecimiento que las plantas fertilizadas (figs. 15, 16 y 17), con valores máximos de 1.2 y mínimos de -0.8 % diario, observandose pérdida de pigmentación y fragmentación en todas ellas.

En los cultivos fertilizados con NaNO_3 sin cosecha, los máximos crecimientos fueron 3.0 % con 100 μM (fig. 15a), sin embargo una análisis estadístico mostró que no existen diferencias significativas entre los experiemntos de 100 y 150 μM (Tabla IV). En el cultivo con cosecha , el máximo crecimiento desarrollado (4.9 %/día) se dió en plantas que recibieron 100 $\mu\text{M/l}$ de NaNO_3 (fig. 15b). Sin embargo, la prueba

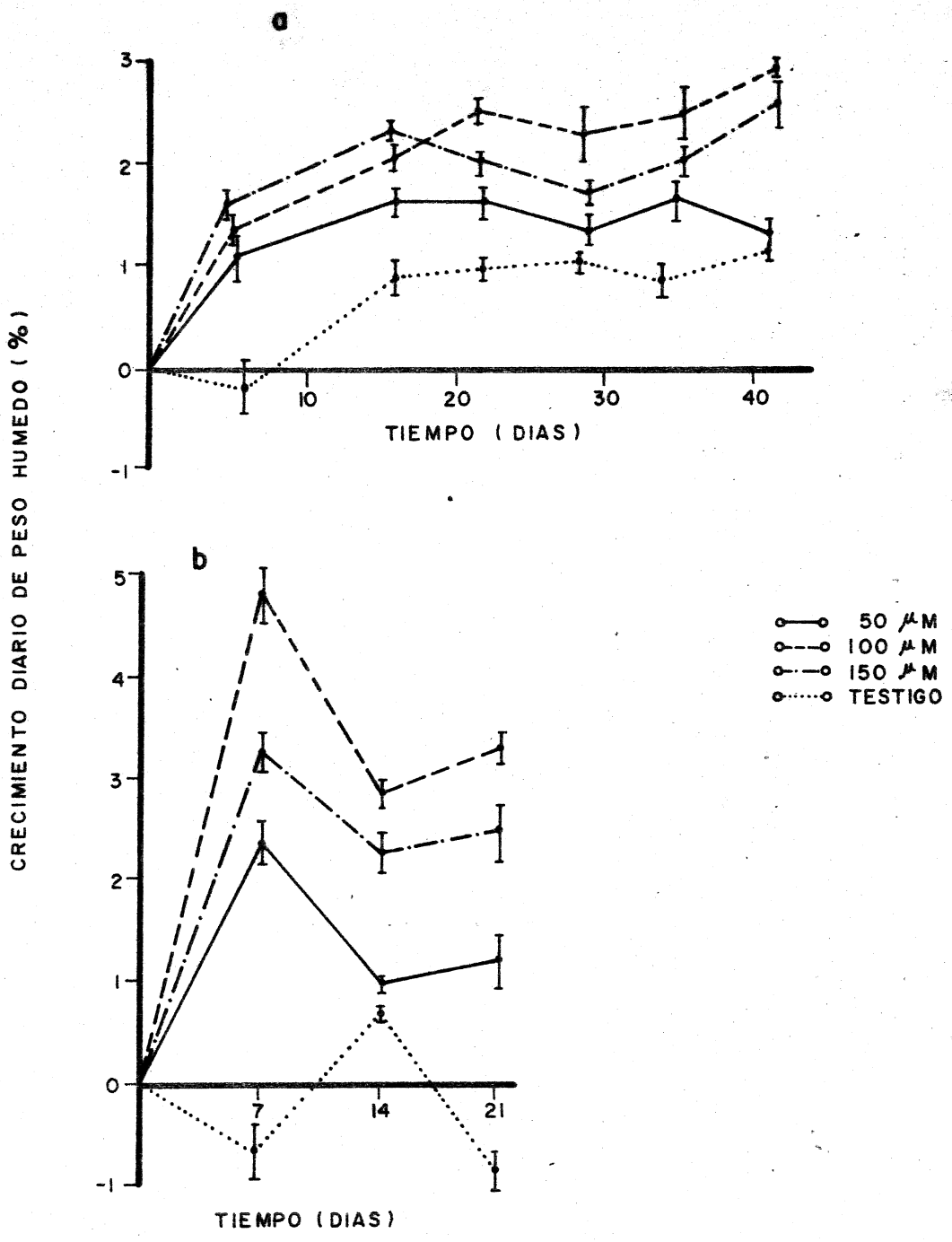


FIG. 15 - CRECIMIENTO EN PESO HUMEDO (g) DE G. robustum CULTIVADO EN TANQUES EXTERIORES DE ABRIL 19 A MAYO 30 DE 1987 FERTILIZADOS CON TRES DIFERENTES CONCENTRACIONES DE Na NO₃ SIN COSECHAS (a). CRECIMIENTO DE MAYO 31 A JUNIO 23 DE 1987 FERTILIZADOS CON TRES DIFERENTES CONCENTRACIONES DE Na NO₃ CON COSECHAS SEMANALES (b), (n = 2; I = ERROR ESTANDAR).

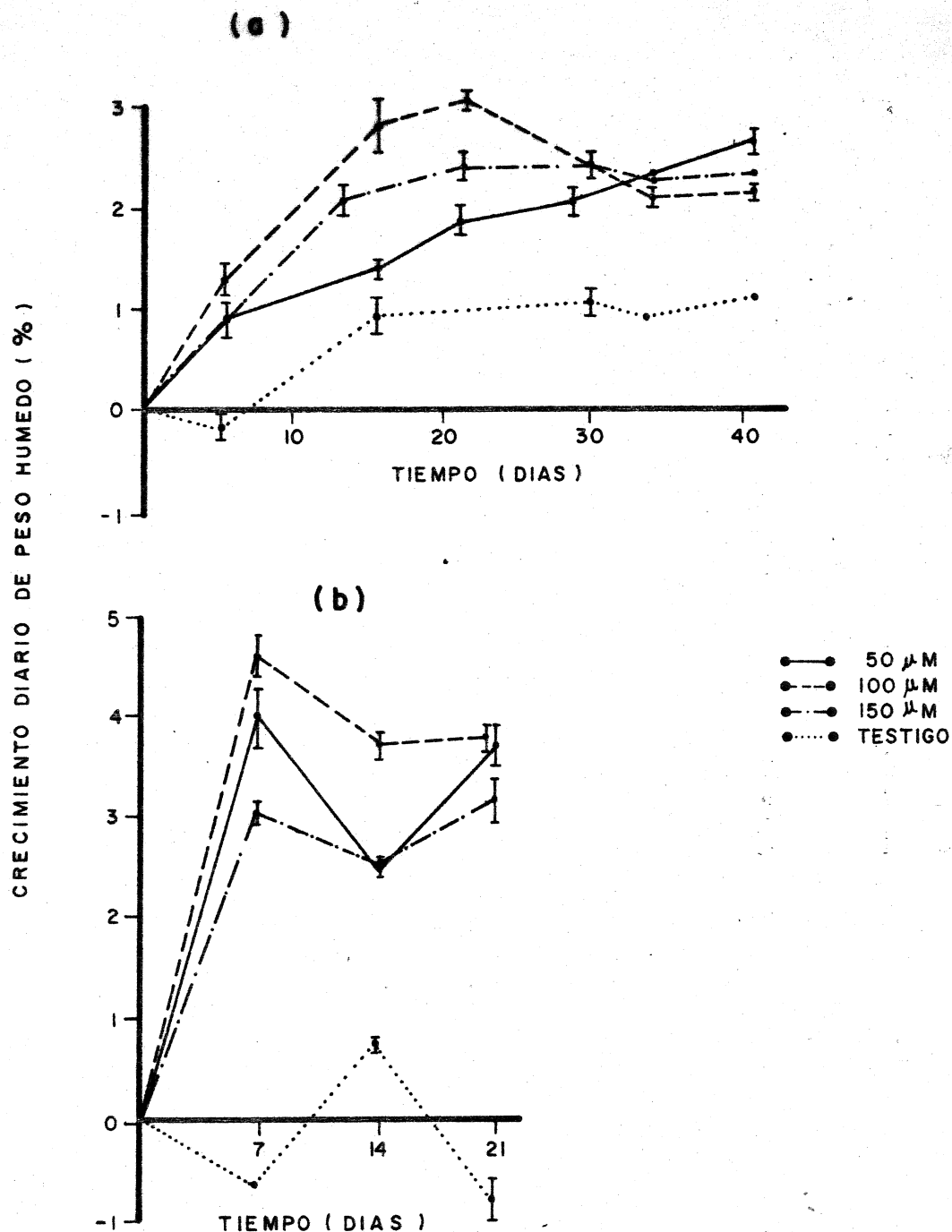


FIG. 16 - CRECIMIENTO EN PESO HUMEDO DE *G. robustum* CULTIVADO EN TANQUES EXTERIORES DE ABRIL 19 A MAYO 30 DE 1987 FERTILIZADOS CON TRES DIFERENTES CONCENTRACIONES DE $(\text{NH}_4)_2 \text{SO}_4$ SIN COSECHAS (a). CRECIMIENTO DE MAYO 31 A JUNIO 23 DE 1987 CON TRES DIFERENTES CONCENTRACIONES DE $(\text{NH}_4)_2 \text{SO}_4$ CON COSECHAS SEMANALES (b), ($n = 2$; I = ERROR ESTANDAR).

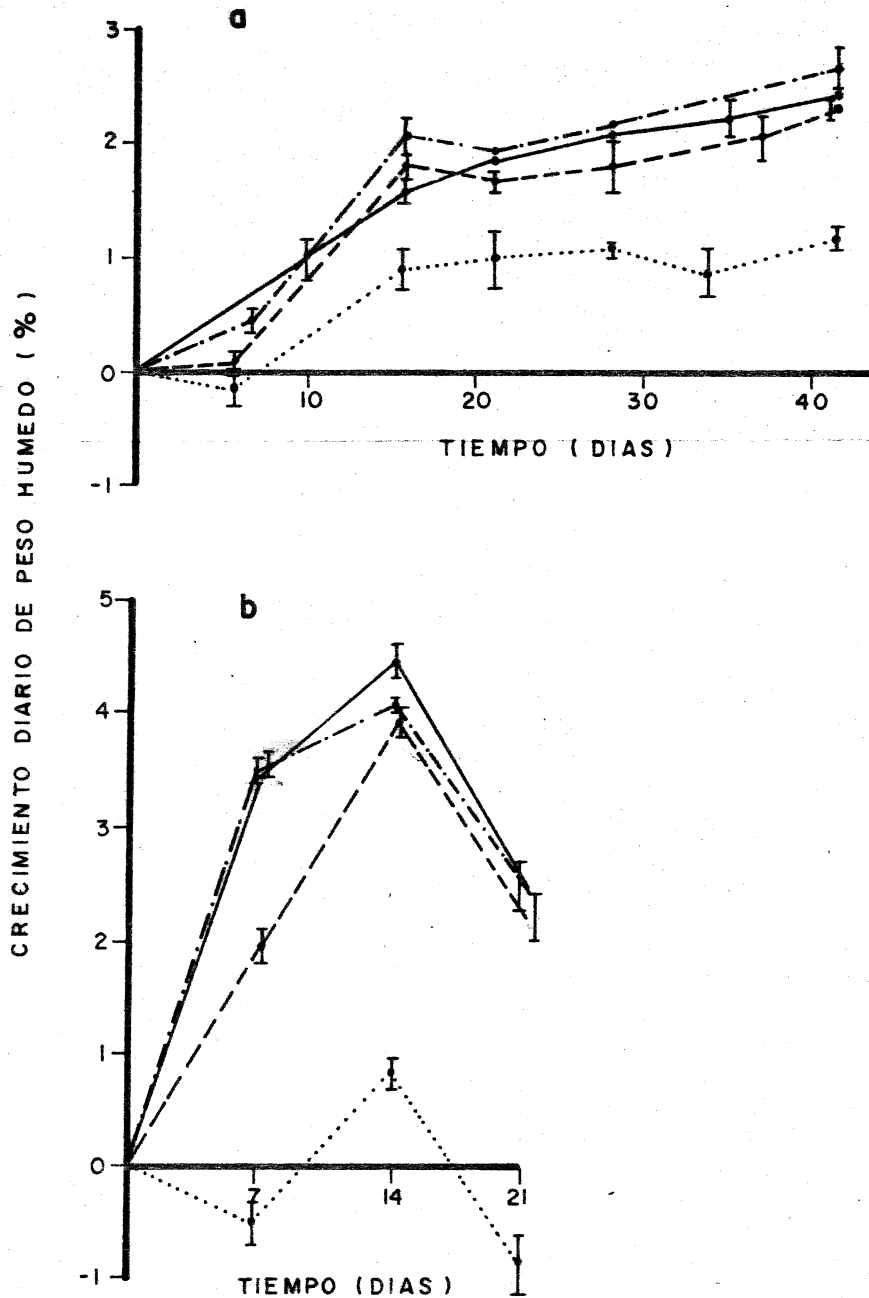


FIG. 17 - CRECIMIENTO EN PESO HUMEDO DE G. robustum CULTIVADO EN TANQUES EXTERIORES DE ABRIL 19 A MAYO 30 DE 1987 FERTILIZADOS CON TRES DIFERENTES CONCENTRACIONES DE $(\text{NH}_4)_2\text{NO}_3$ SIN COSECHA (a). CRECIMIENTO DE MAYO 31 A JUNIO 23 DE 1987 CON TRES DIFERENTES CONCENTRACIONES DE $(\text{NH}_4)_2\text{NO}_3$ CON COSECHAS SEMANALES (b), ($n=2$; I = ERROR ESTANDAR).

Tabla IV.- Comparación múltiple del crecimiento promedio de Gelidium robustum, fertilizado con diferentes concentraciones de NaNO_3 durante 41 días, sin cosechar, aplicando la prueba de Tukey-Kramer.

* = Diferencias significativas al 95 %.

NS = Diferencias no significativas.

T = 4.4

O = T calculada.

Concentración en μM .	Control	50	100	150
Control	---	NS (3.9)	* (8.6)	* (7.1)
50	---	---	* (4.5)	NS (3.3)
100	---	---	---	NS (1.2)
150	---	---	---	---

estadística no mostró diferencias de crecimiento entre los tratamientos de 50, 100 y 150 μM (Tabla V).

Cuando se utilizó $(\text{NH})_4\text{SO}_4$ y $(\text{NH})_4\text{NO}_3$ como fuente de nitrógeno el crecimiento de las plantas no mostró diferencias significativas respecto a las tres concentraciones (50, 100 y 150 μM) (fig. 16, 17 y tablas VI, VII, VIII y IX).

El crecimiento mayor para las plantas del cultivo sin cosecha con fertilización de $(\text{NH})_4\text{SO}_4$ fue de 3 %/día, y de 4.5 %/día para los cultivos con cosecha ambas a concentraciones de 100 μM (fig. 16).

Cuando se fertilizó con $(\text{NH})_4\text{NO}_3$ los crecimientos mayores (2.7 %/día) se obtuvieron con 150 μM de nitrógeno en cultivos sin cosechar y 4.5 %/día con 50 μM con cosechas semanales (fig. 17).

Un ANOVA anidado no arrojó diferencias ($\alpha=0.05$) significativas entre los tres tratamientos NaNO_3 ; $(\text{NH})_4\text{SO}_4$ y $(\text{NH})_4\text{NO}_3$ y las tres concentraciones (50, 100 y 150 μM) de cada tratamiento; sin embargo el testigo fue significativamente diferente.

La humedad promedio de las plantas cultivadas fue de 73 % cuando se fertilizó con NaNO_3 ; 83 % para plantas cultivadas en las diferentes concentraciones de $(\text{NH})_4\text{SO}_4$; y de 71 % con $(\text{NH})_4\text{NO}_3$. Las plantas testigo tuvieron una humedad de 71 % (Tabla X).

Tabla V.- Comparación múltiple del crecimiento promedio de Gelidium robustum, fertilizado con diferentes concentraciones de NaNO_3 durante 24 días, con cosechas semanales, aplicando la prueba de Tukey-Kramer.

* = Diferencias significativas al 95 %.

NS = Diferencias no significativas.

T = 5.2

() = T calculada.

Concentración en μM .	Control	50	100	150
Control	---	NS (3.6)	* (8.2)	* (5.9)
50	---	---	NS (4.5)	NS (2.3)
100	---	---	---	NS (2.3)
150	---	---	---	---

Tabla VI.- Comparación múltiple del crecimiento promedio de Gelidium robustum, fertilizado con diferentes concentraciones de $(\text{NH}_4)_2\text{SO}_4$, durante 41 días, sin cosechar, aplicando la prueba de Tukey-Kramer.

* = Diferencias significativas al 95 %.
 NS = Diferencias no significativas.
 T = 4.4
 () = T calculada.

Concentración en μM .	Control	50	100	150
Control	---	* (4.6)	* (5.4)	* (6.5)
50	---	---	NS (2.0)	NS (0.8)
100	---	---	---	NS (1.2)
150	---	---	---	---

Tabla VII.- Comparación múltiple del crecimiento promedio de Gelidium robustum, fertilizado con diferentes concentraciones de $(\text{NH}_4)_2\text{SO}_4$, durante 24 días, con cosechas semanales, aplicando la prueba de Tukey-Kramer.

* = Diferencias significativas al 95 %.

NS = Diferencias no significativas.

T = 5.2

() = T calculada.

Concentración en μM .	Control	50	100	150
Control	---	* (9.5)	* (11.1)	* (8.2)
50	---	---	NS (3.0)	NS (1.3)
100	---	---	---	NS (1.7)
150	---	---	---	---

Tabla VIII.- Comparación múltiple del crecimiento promedio de Gelidium robustum, fertilizado con diferentes concentraciones de $(\text{NH}_4)_2\text{NO}_3$, durante 41 días, sin cosechar, aplicando la prueba de Tukey-Kramer.

* = Diferencias significativas al 95 %.

NS = Diferencias no significativas.

T = 4.4

() = T calculada.

Concentración en μM .	Control	50	100	150
Control	---	NS (3.9)	NS (2.9)	NS (4.2)
50	---	---	NS (1.1)	NS (0.3)
100	---	---	---	NS (1.3)
150	---	---	---	---

Tabla IX.- Comparación múltiple del crecimiento promedio de Gelidium robustum, fertilizado con diferentes concentraciones de $(\text{NH}_4)_2\text{NO}_3$, durante 24 días, con cosechas semanales, aplicando la prueba de Tukey-Kramer.

* = Diferencias significativas al 95 %.

NS = Diferencias no significativas.

T = 5.2

() = T calculada.

Concentración en μM .	Control	50	100	150
Control	---	* (6.6)	* (5.3)	* (6.6)
50	---	---	NS (1.4)	NS (0.1)
100	---	---	---	NS (1.3)
150	---	---	---	---

Tabla X.- Rendimiento de agar expresado en porciento de gel/g de planta en peso seco y humedad obtenida de Gelidium robustum, cultivadas con diferentes concentraciones y tipos de nutrimentos.

NUTRIMENTOS	CONCENTRACION (μ M)	RENDIMIENTO (%)	HUMEDAD (%)
NaNO ₃ : NaH ₂ PO ₄	50 : 5	25.8	
NaNO ₃ : NaH ₂ PO ₄	100 : 10	25.2	73
NaNO ₃ : NaH ₂ PO ₄	150 : 15	32.3	
(NH ₄) ₂ SO ₄ : NaH ₂ PO ₄	50 : 5	26.5	
(NH ₄) ₂ SO ₄ : NaH ₂ PO ₄	100 : 10	28.7	83
(NH ₄) ₂ SO ₄ : NaH ₂ PO ₄	150 : 15	23.7	
(NH ₄) ₂ NO ₃ : NaH ₂ PO ₄	50 : 5	23.8	
(NH ₄) ₂ NO ₃ : NaH ₂ PO ₄	100 : 10	27.7	71
(NH ₄) ₂ NO ₃ : NaH ₂ PO ₄	150 : 15	23.7	
Testigo	---	24.0	71

El rendimiento de agar más alto obtenido de G. robustum, se encontró utilizando 150 μM de NaNO_3 (32 %) y el mínimo de 24 % en las muestras tratadas con 150 μM de $(\text{NH}_4)_2\text{SO}_4$ y $(\text{NH}_4)_2\text{NO}_3$ (Tabla X).

La máxima luz incidente fue de 1800 $\mu\text{E m}^{-2} \text{ s}^{-1}$. La máxima temperatura registrada fue de 25.5 $^{\circ}\text{C}$ y la mínima de 11 $^{\circ}\text{C}$.

III.-TIEMPO DE FERTILIZACION OPTIMO PARA LA ABSORCION DE NUTRIMENTOS.

La absorción de nutrimentos por G. robustum se llevó a cabo en su mayor parte a los primeros 15 minutos de los tiempos experimentales propuestos, después de este tiempo se mantuvo una concentración aproximadamente constante en el medio de cultivo de 54 $\mu\text{M/l}$ de NaNO_3 y 7.5 $\mu\text{M/l}$ de Na_2HPO_4 (fig. 18).

La luz y la temperatura medidas durante el experimento fueron incrementándose conforme transcurría el día (fig. 19 y 20). La máxima luz se dió a las 12:00 A.M. (830 $\mu\text{E/m}^2/\text{s}$) y la mínima a las 9:00 A.M. (475 $\mu\text{E/m}^2/\text{s}$). La temperatura máxima se detectó a las 12:00 A.M. (19.5 $^{\circ}\text{C}$) y la mínima entre las 9:00 y las 10:00 (17.0 $^{\circ}\text{C}$) (fig. 19 y 20).

IV.-PERIODOS DE FERTILIZACION.

El crecimiento en peso húmedo de las plantas que se fertilizaron por periodos de tres y dos veces por semana

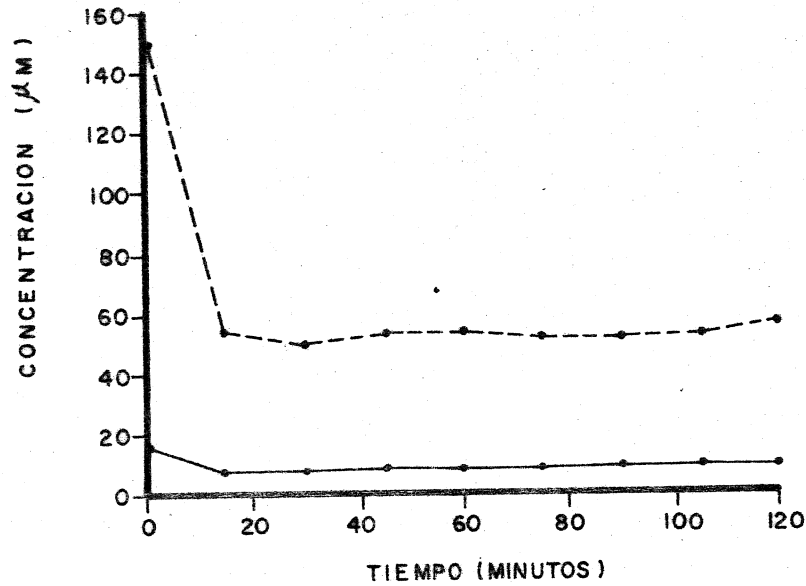


FIG. 18 - CURVAS QUE MUESTRAN EL TIEMPO EN QUE DESAPARECEN LOS NUTRIMENTOS DEL MEDIO, PRODUCTO DE LA ABSORCIÓN POR LAS PLANTAS DE Gelidium robustum. EXPERIMENTOS REALIZADOS EL DIA 12 DE ABRIL DE 1988. (--- NITRATOS; — FOSFATOS).

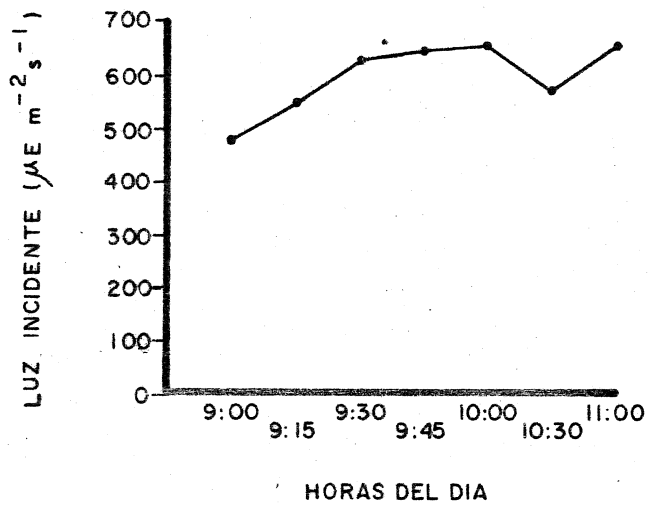


FIG. 19 - LUZ INCIDENTE ATMOSFERICA DURANTE EL EXPERIMENTO DE ABSORCION DE NUTRIENTES PARA G. robustum, EL DIA 12 DE ABRIL DE 1988.

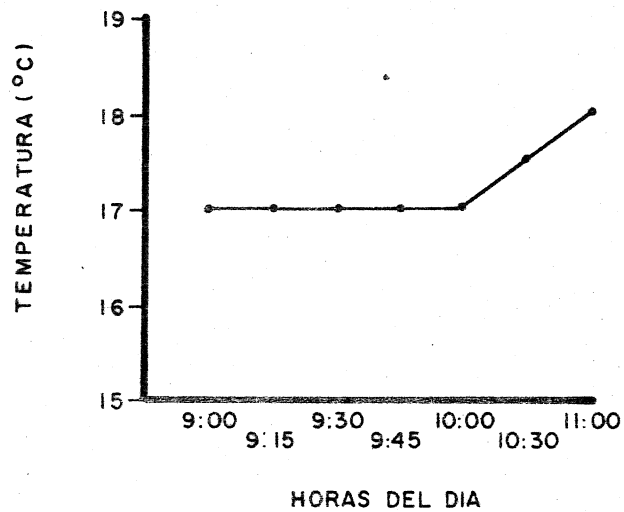


FIG. 20- TEMPERATURA PROMEDIO DEL AGUA DE MAR DURANTE EL EXPERIMENTO DE ABSORCION DE NUTRIMENTOS PARA G. robustum, REALIZADO EL DIA 12 DE ABRIL DE 1988.

presentaron los mayores crecimientos promedios (2.8 y 2.5 %/día), con mayor desarrollo en las ramificaciones respecto a los otros tratamientos. Los menores crecimientos se observaron en las plantas que se fertilizaron una vez por semana y una vez cada dos semanas (-0.36 % y -0.30 %) (fig. 21).

Las diferencias significativas se dieron entre los tratamientos con mayor frecuencia de fertilización y los de menor frecuencia. Los tratamientos con mayor frecuencia de fertilización no presentaron diferencias entre ellos mismos. Lo mismo sucedió para los tratamientos con menor frecuencia de fertilización (Tabla XI).

El mayor rendimiento de agar (39 %) fue extraído de las plantas fertilizadas una vez por semana y el mínimo (31 %) en las plantas fertilizadas 2 veces por semana (tabla XII). La humedad promedio para las plantas cultivadas bajo estos experimentos fue de 71 % , no se encontraron defernecias significativas entre los distintos tratamientos.

La máxima luz incidente fue de 1800 uE m⁻² s⁻¹ . La máxima temperatura registrada fue de 22 °C y la mínima de 10 °C.

V.-EFECTO DEL MOVIMIENTO DE AGUA EN EL CRECIMIENTO DE G. robustum.

El movimiento (mantenido a 80 l/min.) incrementó el crecimiento diario de G. robustum, el valor máximo se presentó en las plantas sueltas con movimiento (3.91 %/día) y el mínimo en las plantas sin movimiento (-0.16 %/día) (fig. 22).

No se observaron diferencias significativas de crecimiento

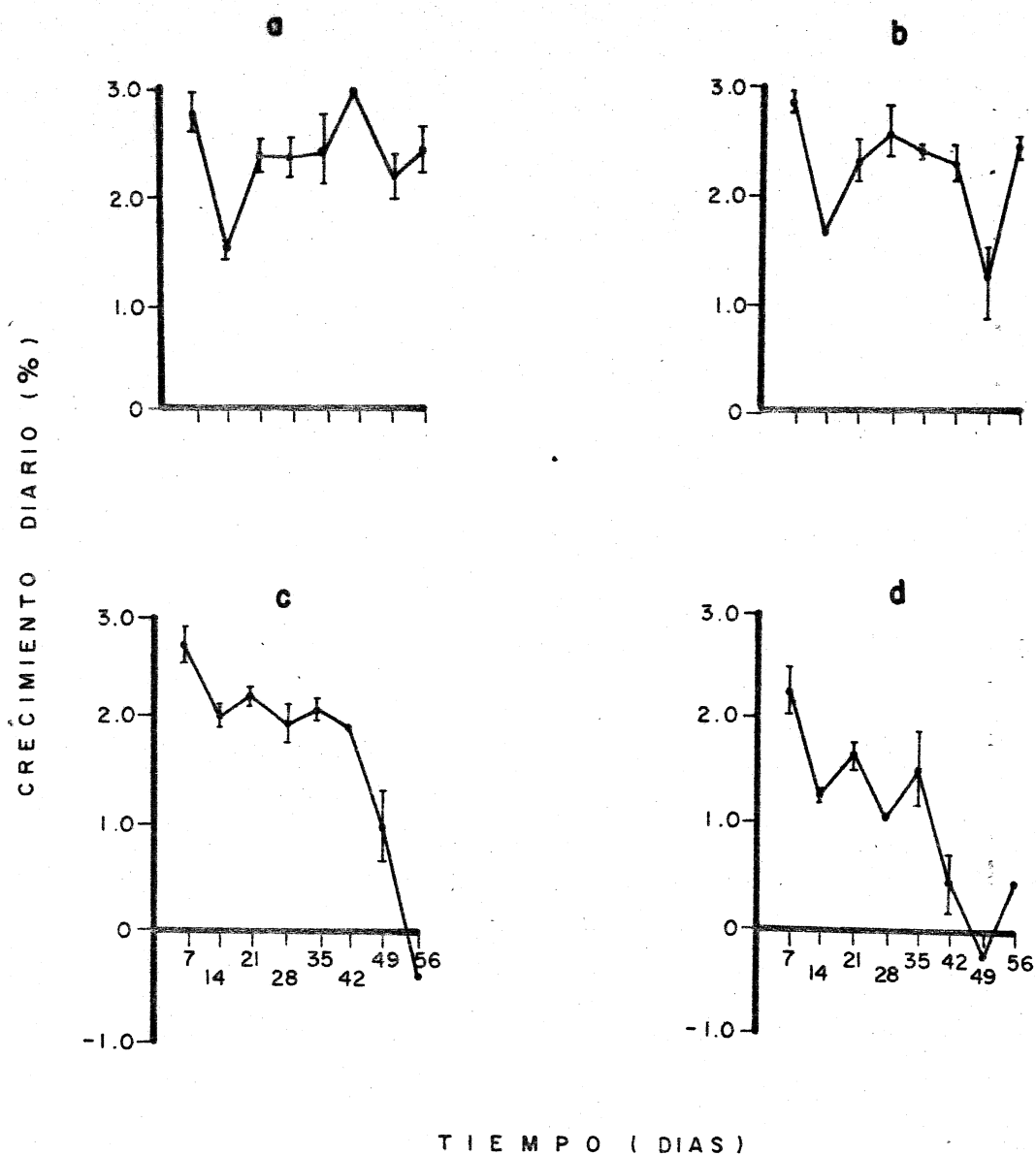


FIG. 21 - CRECIMIENTO DIARIO (%) EN PESO HUMEDO DE *Gelidium robustum* BAJO DIFERENTES PERIODOS DE FERTILIZACION CON $150 \mu\text{M}$ DE NaNO_3 Y 15 DE NaH_2PO_4 (a, 3 VECES POR SEMANA; b, 2 VECES POR SEMANA; c, 1 VEZ POR SEMANA Y d. 1 VEZ CADA 2 SEMANA) DE FEBRERO 22 AL 21 DE ABRIL DE 1988 ($n = 2$; I = ERROR ESTANDAR).

Tabla XI.- Comparación múltiple del crecimiento promedio de Gelidium robustum, bajo diferentes períodos de fertilización, aplicando la prueba de Tukey-Kramer.

* = Diferencias significativas al 95 %.

NS = Diferencias no significativas.

T = 4.2

() = T calculada.

Períodos de Fertilización	3 veces por semana	2 veces por semana	1 vez por semana	1 vez cada 2 semanas
3 veces por semana	---	NS (0.6)	* (4.2)	* (7.4)
2 veces por semana	---	---	NS (3.7)	* (6.8)
1 vez por semana	---	---	---	NS (3.1)
1 vez cada 2 semanas	---	---	---	---

Tabla XII.- Rendimiento de agar obtenido de Gelidium robustum, expresado en porcentaje de gel/g de planta en peso seco.

* = Error Estandar.
n = 4

Frecuencia de Fertilización	Rendimiento de agar (%)
3 veces por semana	33 ± 2
2 veces por semana	31 ± 1
1 vez por semana	39 ± 4
1 vez cada 2 semanas	36 ± 4

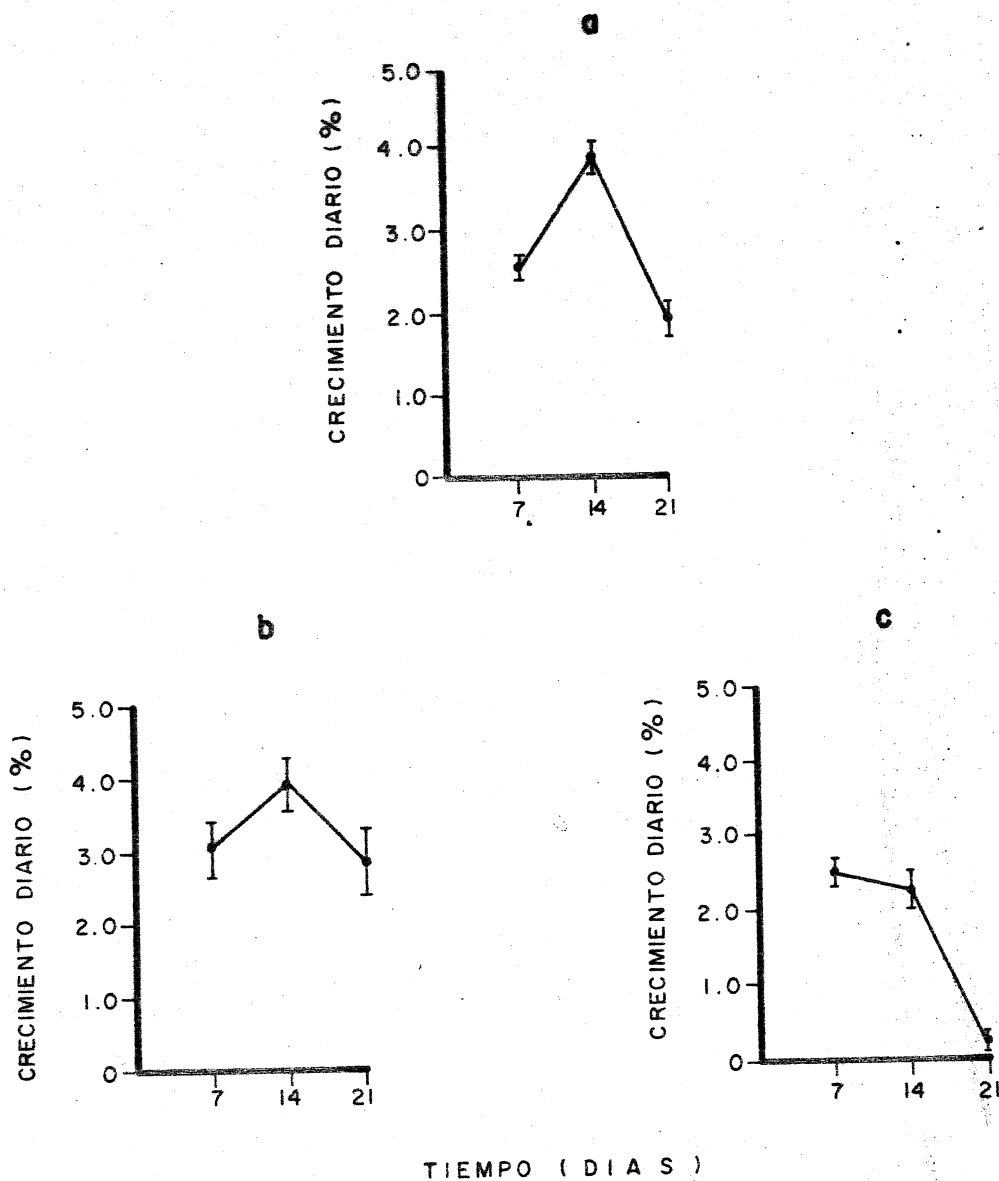


FIG. 22 - CRECIMIENTO EN PESO HUMEDO DE *G. robustum* BAJO DIFERENTES CONDICIONES DE MOVIMIENTO (A, PLANTAS FIJAS CON MOVIMIENTO; B, SUeltas CON MOVIMIENTO Y C, PLANTAS SIN MOVIMIENTO), DE MAYO 9 AL 30 DE 1989. (n = 20; I = ERROR ESTANDAR).

entre las plantas fijas y sueltas bajo el efecto del movimiento, pero resultaron ser significativamente distintos al tratamiento sin movimiento (Tabla XIII). La humedad promedio para las plantas cultivadas bajo estos experimentos fue de 65 % , sin presentar diferencias significativas entre los tratamientos.

Las tres diferentes intensidades de movimiento incrementaron el crecimiento de G. robustum, presentandose el valor máximo de crecimiento (1.2%/día) en las plantas bajo la intensidad de 50 l/min. (fig. 23). Las plantas bajo la intensidad de 80 l/min. presentaron un crecimiento más bajo (0.9 %/día) que la intensidad de 50 l/min., pero sus valores fueron más homogéneos (fig. 23).

El experimento testigo fue significativamente diferente al tratamiento de 80 l/min., no se encontró diferencia entre los experimentos de 80, 50 y 20 l/min. (Tabla XIV). La humedad promedio para las plantas cultivadas bajo estos tratamiento fue de 69%, no se detectó diferencias significativas entre los distintos experimentos.

La máxima luz incidente fue de $1600 \text{ uE m}^{-2} \text{ s}^{-1}$. La máxima temperatura registrada fue de $25.5 \text{ }^{\circ}\text{C}$ y la mínima de $12 \text{ }^{\circ}\text{C}$.

VI.- EFECTO DE ADICIONES DE CO_2

Todas las plantas que se fertilizaron con CO_2 presentaron crecimientos iguales (3 %/día). El testigo presentó el más bajo

Tabla XIII.- Comparación múltiple del crecimiento promedio de Gelidium robustum bajo diferentes condiciones de movimiento, aplicando la prueba de Tukey-Kramer.

* = Diferencias significativas al 95 %.

NS = Diferencias no significativas.

T = 3.3

() = T calculada.

Tratamientos	Plantas fijas con movimiento (80 l/min.)	Plantas sueltas con movimiento (80 l/min.)	Plantas sin movimiento
Plantas fijas con movimiento (80 l/min.)	---	NS (2.4)	* (5.1)
Plantas sueltas con movimiento (80 l/min.)	---	---	* (7.6)
Plantas sin movimiento	---	---	---

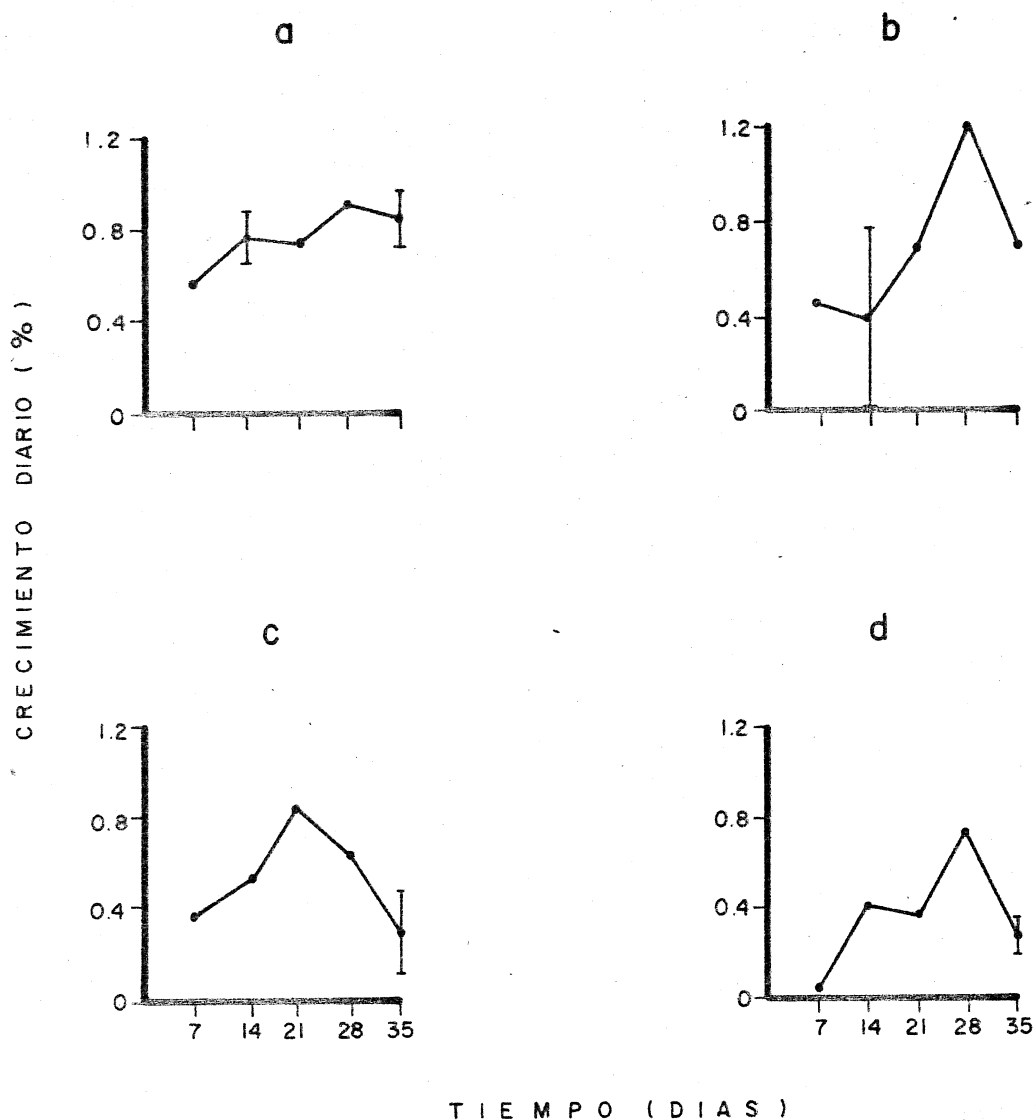


FIG. 23 - CRECIMIENTO EN PESO HUMEDO DE *G. robustum*, BAJO DIFERENTES INTENSIDADES DE MOVIMIENTO (a, 80 l/min; b, 50 l/min; c, 20 l/min Y d, SIN MOVIMIENTO), DE MARZO 13 AL 17 DE ABRIL DE 1989. (n = 2; I = ERROR ESTANDAR).

Tabla XIV.- Comparación múltiple del crecimiento promedio de Gelidium robustum, bajo diferentes intensidades de movimiento aplicando la prueba de Tukey-Kramer.

* = Diferencias significativas al 95 %.

NS = Diferencias no significativas.

T = 4.2

() = T calculada.

Flujo de aire en tanques	80 litros por minuto	50 litros por minuto	20 litros por minuto	Sin flujo de aire
80 litros por minuto	---	NS (1.8)	NS (2.2)	* (4.2)
50 litros por minuto	---	---	NS (0.5)	NS (2.7)
20 litros por minuto	---	---	---	NS (2.2)
Sin flujo de aire	---	---	---	---

crecimiento (2.6 %/día) (fig. 24). Las diferencias en crecimiento obserbadas con adición de CO_2 como complemento en la fertilizacón no fueron significativas.

La máxima luz incidente fue de 1500 $\text{uEm}^{-2} \text{s}^{-1}$. La máxima temperatura registrada fue de 29 °C y la mínima de 16 °C. Los errores estandar se matuvieron en un intervalo de 0.04 a 0.08 (n=30).

VII.-CONJUGACION DE LAS VARIABLES "OPTIMAS" ENCONTRADAS.

Cuando se conjugaron todas las variables en condiciones óptimas para el crecimiento de G. robustum encontradas en experimentos previos (tabla XV), el máximo crecimiento fue de 3.8 %/día y el mínimo de 1.9 %/día (fig. 25). La humedad medida al final del experimento fue de 72 %.

La máxima luz incidente fue de 1800 $\text{uEm}^{-2} \text{s}^{-1}$. La máxima temperatura registrada fue de 25.5 °C y la mínima de 13 °C.

DISCUSION.

Hansen et al., (1981) mencionan que para que una especie pueda ser cultivada comercialmente, la característica más importante que se debe tomar en cuenta es su habilidad para crecer. Hasta el momento el atraso en los cultivos de Gelidum sp. se debe a su bajo crecimiento (Stewart, 1984; Harger y Neushul, 1982).

En el presente estudio el crecimiento de G. robustum logró

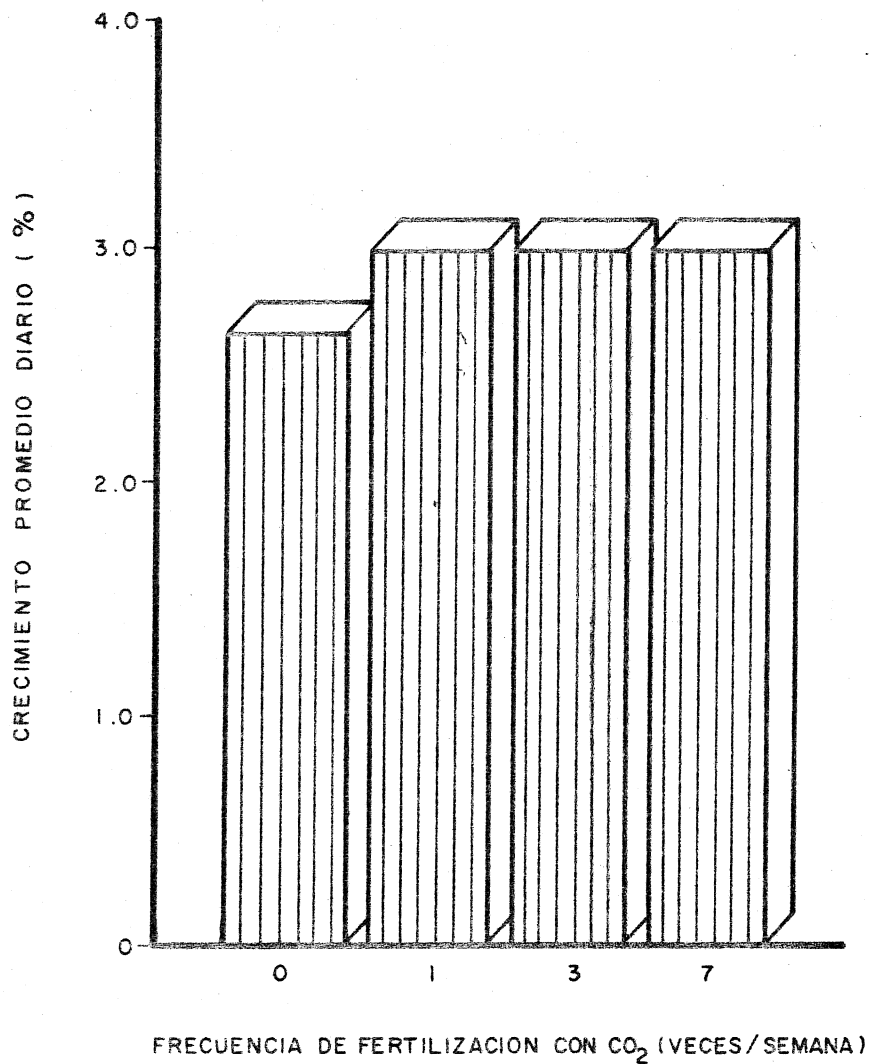
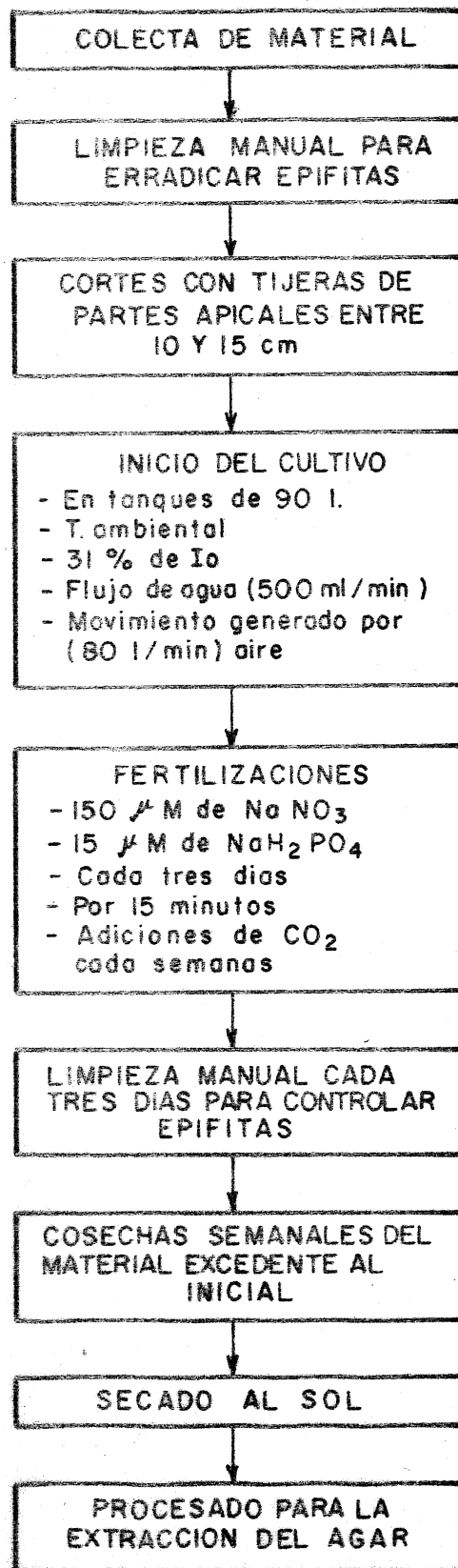


FIG. 24 - CRECIMIENTO PROMEDIO EN PESO HUMEDO DE G. robustum BAJO DIFERENTES PERIODOS DE FERTILIZACION CON CO₂ (SIN FERTILIZAR , 1 VEZ POR SEMANA , 3 VECES POR SEMANA Y 7 VECES POR SEMANA) DE JUNIO 30 AL 7 DE AGOSTO DE 1989 (n = 30 ; ERRORES ESTANDAR ENTRE 0.04 Y 0.08).

TABLA XV- DIAGRAMA DE FLUJO QUE MUESTRA LA BIOTECNIA RECOMENDADA PARA EL CULTIVO DE Gelidium robustum.



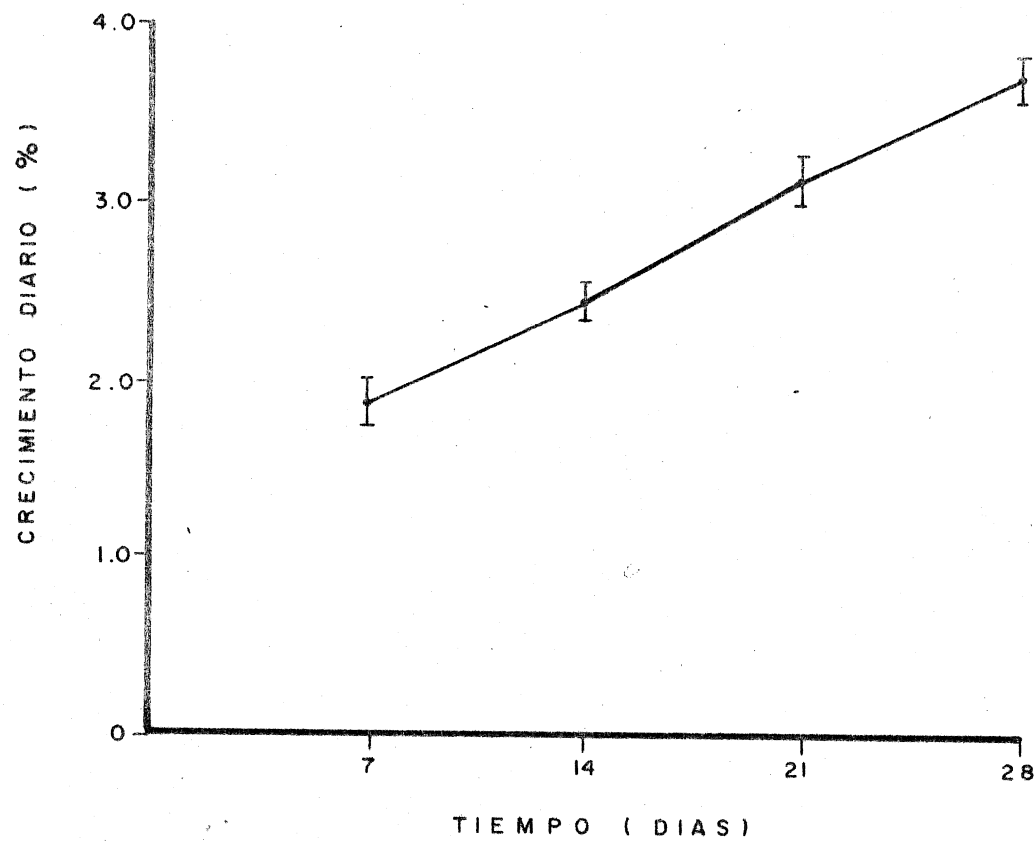


FIG. 25 - CRECIMIENTO EN PESO HUMEDO DE Gelidium robustum BAJO LAS CONDICIONES OPTIMAS ENCONTRADAS EN LOS EXPERIMENTOS PREVIOS DEL 5 DE MAYO AL 4 DE JUNIO DE 1989 (n = 4 ; I = ERROR ESTANDAR).

manipularse utilizando las variables óptimas encontradas, alcanzando incrementos de 3.8 % en peso húmedo por día (fig. 25). Este resultado concuerda con lo mencionado por Hansen et al., (1981) y Stewart (1984) quienes afirman, que el bajo crecimiento de una especie puede ser manipulado controlando algunas variables físicas externas, especialmente luz, temperatura, nutrimentos, movimiento de agua, etc. El crecimiento óptimo en G. robustum se encuentra dentro del intervalo de las granjas de producción (> 2 %/día) reportadas por Doty et al., (1987).

El crecimiento máximo in situ reportado para G. robustum es de 0.63 mm/día, en Bahía de Salsipuedes (Guzmán del Próo y de la Campa de Guzmán, 1978). Los valores máximos que Barilotti y Silverthorne (1972) y Harger y Neushul (1981) reportan son un orden de magnitud menores a los obtenidos de plantas en cultivo en condiciones óptimas (0.34 mm/día y 0.36 %/día). Este trabajo demuestra que G. robustum puede incrementar su crecimiento hasta 2.1 mm/día si se manipula el movimiento del agua. El problema de este valor y de los encontrados entre diciembre y mayo, es el poco número de muestras que se tienen. La razón es que la mayoría se perdieron por acción de las tormentas que se presentan en invierno, cuya altura máxima en el oleaje llegó a ser hasta de 2.0 m (fig. 10), con velocidades de corriente mucho mayores de 1.5 m/s (fig. 9). En invierno, este fue el valor más alto medible, las condiciones adversas en el medio (fuerte oleaje y corrientes) no permiten tomar datos con facilidad en esos lugares. Los resultados de la figura

nueve, no demuestran lo que estaba sucediendo en la realidad ya que se midieron en días excepcionalmente buenos de esa época del año.

Los crecimientos reportados entre mayo y diciembre son datos más confiables, por el mayor número de muestras que se tienen. En este período de tiempo, el máximo crecimiento reportado fue de 0.7 mm/día y 1.5 %/día en peso húmedo. El valor máximo de crecimiento en longitud, es similar al máximo reportado para esta especie (0.63 mm/día) (Guzmán del Próo y de la Campa de Guzmán, 1978). Sin embargo, el crecimiento en peso en la zona expuesta nunca fue menor al 1%/día, siendo mucho mayor al reportado en trabajos anteriores para G. robustum (0.35 %/día) (Harger y Neushul, 1982). El crecimiento a través del incremento en longitud del eje principal, resultó un método inadecuado, dado que esta especie presenta un talo muy ramificado. Por esta razón se considera en la mayoría de los experimentos, el incremento en peso como mejor medida de crecimiento, Brinkhuis (1980).

Los incrementos en el crecimiento producto del movimiento, se pueden atribuir a que al aumentar la velocidad de la corriente, el flujo laminar del agua que pasa a través de las plantas es transformado en flujo turbulento, el cual permite una mayor difusión y por consiguiente una mayor absorción de nutrimentos, gases disueltos y otras sustancias (Doty, 1971; Gerard y Mann, 1979; Anderson y Charters, 1982). Westlake (1967) menciona, que el mayor crecimiento se debe a que el movimiento del agua produce efectos en la fotosíntesis y

respiración de las plantas, presentando metabolismos más acelerados. Si embargo, el incremento en el crecimiento producto del aumento en la velocidad de la corriente tiene límites. En Pterocladia capillacea se ha observado, que cuando la velocidad de la corriente se incrementa más allá de las 120 revoluciones por minuto, su crecimiento permanece igual o disminuye, demostrando que cada especie tiene un límite de tolerancia superior e inferior al movimiento del agua (Santelices, 1978). Este mismo comportamiento se observó en el experimento donde se sometió a G. robustum a diferentes intensidades de movimiento (fig. 23), ya que a pesar del incremento en el movimiento producto de un flujo de aire de 80 l/min., el resultado de este tratamiento y el de 50 l/min. no fueron significativamente diferentes (Tabla XIV). El mayor crecimiento se detectó en el experimento con 50 l/min., aunque con 80 l/min. los pesos de las plantas fueron más homogéneos (fig. 23).

El crecimiento en las plantas de G. robustum se vió reducido claramente cuando el movimiento fue muy bajo o no existió. Esto se observó en todas las plantas testigo de los experimentos con movimiento de agua (Tabla I, figs. 13, 22 y 23).

Con el propósito de cuantificar si el efecto del movimiento en los tanques de cultivo era igual en plantas sueltas que fijas, se diseñó un experimento donde se pusieron plantas individuales sueltas y fijas a tubos de PVC en el interior de los tanques (fig. 6). Un análisis estadístico demostró que es independiente el que las plantas esten fijas o sueltas en el

tanque (Tabla XIII). Anderson y Charters (1982) mencionan, que las plantas pueden transformar los flujos laminares en flujos turbulentos y esto les permite mayor intercambio con el medio y por lo tanto incremento en su crecimiento, para esto las plantas deben estar fijadas a un sustrato. En los tanques de cultivo esto no fue necesario ya que el burbujeo desde el fondo del tanque generó turbulencia lo que les permitió a las plantas sueltas mayor intercambio con el medio y crecer igual que las fijadas.

In situ, bajo condiciones semicontroladas y en condiciones controladas, G. robustum creció con irradiancias relativamente bajas (34 a 340 $\mu\text{E}/\text{m}^2/\text{s}$), la razón es que esta especie se distribuye en la zona submareal (Abbott y Hollenberg, 1976) desarrollándose muy bien inclusive, bajo mantos de Macrocystis pyrifera (Dawson et al., 1960), lo que refleja sus relativamente bajos requerimientos de luz. Este comportamiento concuerda con lo reportado por Santelices (1988), quien menciona que en experimentos de laboratorio se ha demostrado que las especies de Gelidium son más eficientes con bajas irradiancias. Mediciones de luz en el campo muestran que estas especies ocurren bajo irradiancias tan bajas como el 20-25% de la luz incidente en la superficie del mar (Santelices, 1978).

Bajo condiciones semicontroladas, el crecimiento en peso mostró diferencias significativas entre las irradiancias aplicadas (fig. 14, Tabla III). Los crecimientos más altos se desarrollaron bajo 48 y 31 % de I_0 , entre los cuales no existieron diferencias significativas (Tabla III). Sin embargo,

las plantas cultivadas bajo la más alta irradiancia (48 %) presentaron mayor desarrollo de epifitas lo que en algunas ocasiones dificultó la determinación del peso. En todos los experimentos la luz incidente se mantuvo en 31 % de I_0 , para controlar de esta manera el problema de las epifitas.

Los cultivos que recibieron intensidades del 4 % de I_0 , desarrollaron los más bajos crecimientos y permanecieron con una coloración roja oscura. Con la más alta intensidad de luz (86%) se presentó pérdida de pigmentación y fragmentación de las plantas lo que posiblemente sucedió es que se sobrepasó el nivel de saturación a la cual G. robustum está adaptada. Sobre este comportamiento, Lapointe (1984) menciona que las plantas se aclimatan a bajas intensidades de luz aumentando los niveles pigmentarios. Una aclimatación a altas intensidades ocurre mediante la disminución de los niveles pigmentarios, siempre que esta intensidad no sobrepase los niveles de saturación de las plantas.

La presencia de epifitas fue directamente proporcional a la luz incidente en los cultivos con dominancia de Enteromorpha sp. sobre Ulva sp. en altas irradiancias (86 y 48% de I_0) y Ectocarpus sp. sobre algunas diatomeas bentónicas en bajas irradiancias (8 y 4% de I_0).

El crecimiento de G. robustum no mostró diferencias entre las distintas fuentes de nitrógeno utilizadas. Comportamientos similares se han reportado para Chondrus crispus (Neish y Fox, 1967), Porphyra tenera (Iwasaki, 1967) y Gracilaria tikvahiae (Lapointe y Ryther, 1978).

Las plantas fertilizadas con 100 y 150 μM de NaNO_3 mostraron ser más robustas y más resistentes que las fertilizadas con concentraciones de 50 μM (fig. 15, Tabla V).

Los cultivos fertilizados con $(\text{NH}_4)_2\text{NO}_3$ (fig. 17), presentaron crecimientos similares a los desarrollados en cultivos donde se asimiló separadamente NH_4 y NO_3 . Este mismo comportamiento fue reportado por Bird (1976) en G. nudifrons el cual asimila simultáneamente NH_4 y NO_3 .

Aunque no se observaron diferencias significativas en el crecimiento entre los tres nutrimentos utilizados, el contenido de humedad si presentó variaciones (Tabla X), ocurriendo el mayor contenido de agua en plantas fertilizadas con $(\text{NH}_4)_2\text{SO}_4$ (83 %) y el menor cuando se fertilizó con $(\text{NH}_4)_2\text{NO}_3$ (71 %). Se desconoce la razón de estas variaciones, pero se presume que el NO_3 de alguna forma influye en la mayor acumulación de biomasa.

En todos los experimentos que se realizaron bajo condiciones semicontroladas se utilizó como fuente de nitrógeno a NO_3 . La humedad en los cultivos logró mantenerse por debajo de 71% llegando a alcanzar como mínimo 66 %. Estos valores son más bajos que los encontrados en poblaciones naturales (fig. 7) cuyo promedio oscila alrededor de 75 %. El incremento en el crecimiento de G. robustum, aunado a la reducción en la humedad, le dan mayores perspectivas al cultivo de esta

agarofita.

El crecimiento de las plantas al utilizar nutrimentos superó los valores reportados in situ (figs. 15, 16 y 17), con un crecimiento promedio de 3.1 %/día y máximos de 4.9 %/día. Esto se logró en cultivos cosechados semanalmente, manteniendo únicamente tejido joven, el cual disminuyó el problema de las epifitas.

El hecho de que G. robustum desarrolle mayores crecimientos cuando se efectúan cosechas es un punto importante cuando se piensa en cultivos extensivos, ya que esta característica permitiría mediante siembras y cosechas programadas, mantener una producción constante durante todo el año.

Los criterios que se tomaron para definir que nutrimento utilizar en el experimento donde se conjugaron todas las variables, fue una combinación del mayor crecimiento, menor humedad y el mayor rendimiento de agar. Esto se detectó mejor en plantas fertilizadas con 150 μM de NaNO_3 con crecimientos mayores de 2.5 %/día, humedad de 73 % y un rendimiento de 32 % (fig. 15b, Tabla X).

G. robustum absorbió nutrimentos principalmente en los primeros 15 minutos (fig. 18), lo cual es reportado como normal para muchas macroalgas por Lobban et al., (1985). DeBoer (1981), menciona que la razón de esta rápida absorción se debe a que existen espacios libres en el interior de la planta que son llenados cuando se someten a medios con alta concentración de nutrimentos. Por otro lado, las paredes de las células están llenas de polímeros activos (polisacáridos, mucroproteínas,

sulfatos, grupos carboxilos y grupos fosfatos) que actúan como esponja, absorbiendo cationes del ambiente. También se puede presentar difusión de nutrimentos junto con la penetración de agua, oxígeno, dióxido de carbono o junto con algunas moléculas más simples que facilitan la penetración de nutrimentos, además del transporte por gradiente electroquímico a través de la membrana.

Otro de los factores que influyó para que las plantas absorbieran rápidamente los nutrimentos fue la utilización de tejido joven, el cual es metabólicamente más activo y requiere más cantidades de nitrógeno para su desarrollo (Lobban, et al., 1985).

Las plantas de G. robustum crecieron mejor (3 %/día) cuando se fertilizaron tres veces por semana (fig 21a), pero el rendimiento del agar disminuyó a 33 % (Tabla XII). El rendimiento de agar fue mayor en las plantas que se fertilizaron por períodos más largos, llegando a alcanzar hasta 39 % cuando se fertilizó una vez por semana. Este mismo comportamiento fue reportado por Bruce (1983) para G. coulteri, G. purpurascens y G. robustum, reportando que el agar de Gelidium es influenciado por el nitrógeno y que el privar de nitrógeno a las plantas incrementa el rendimiento de agar, con un decaimiento en el crecimiento. Lapointe (1985) también encuentra en Gracilaria tikvahiae que las razones de crecimiento aumentan cuando se incrementan las frecuencias de fertilización (Tabla XII). Raven (1974) menciona que una posible respuesta a este comportamiento de las plantas y de la

relación inversa que existe entre el crecimiento y producción de agar, se puede deber a que cuando existe un medio rico en nutrimentos, el carbón producido durante la fotosíntesis que entra en el ciclo de Krebs pueda ser destinado en su mayor parte hacia la síntesis de compuestos precursores de proteínas (aminoácidos) y una menor parte es destinada a la síntesis de carbohidratos.

El rendimiento de agar de plantas cultivadas fue significativamente diferente al mayor rendimiento encontrado en poblaciones naturales: Cooper y Johnstone (1944) encontraron un máximo de 32 % y un mínimo de 12 % , Silverthorne (1977) un máximo de 30 % y un mínimo de 25 % , los resultados en este trabajo para plantas que crecieron in situ muestran un máximo de 33 % y un mínimo de 24 % (fig. 8). Esto es importante, ya que en poblaciones naturales no siempre se tienen máximos porcentajes de rendimiento si no que estos se presentan únicamente en cierta época del año, mientras que en este trabajo, el rendimiento de agar en G. robustum cultivado en tanques siempre fue superior a 31 % , independientemente de la época del año en que se realizara el experimento.

El agua de los cultivos de G. robustum presentó un pH que oscilaba entre 8.2 y 8.5, lo cual hacía suponer que las plantas podían estar limitadas por carbón. DeBoer (1981), menciona que valores bajos de pH incrementan la concentración de CO_2 libre en el agua de mar. A pH de 7.4, la concentración de CO_2 es considerada más alta que a pH de 8.2 . Los cambios de pH en los medios influyen la fotosíntesis por efecto de balances de

los iones protoplasmáticos por cambios en las proporciones de $\text{CO}_2 / \text{HCO}_3^- / \text{CO}_2$. Estos cambios pueden ser regulados utilizando CO_2 o HCO_3^- (DeBoer, 1981).

Tseng y Sweeney (1946) mencionan que G. robustum fija mejor el carbón cuando su fuente proviene como CO_2 más que del bicarbonato (HCO_3^-). En los cultivos de G. robustum se utilizó al CO_2 como un complemento en la fertilización y un regulador del pH.

Las adiciones de CO_2 no mostraron ser significativas en el crecimiento de G. robustum. Tseng y Sweeney (1946), mencionan que el CO_2 en los cultivos suele ser limitante cuando la concentración en el agua de mar es baja. DeBoer (1981) menciona que pH de 8.2 o mayores denotan falta de carbón. Sin embargo, esto es más evidente en sistemas cerrados que en sistemas abiertos. Los cultivos de G. robustum se realizaron en sistemas abiertos y los efectos de pH no fueron significativos ya que un análisis estadístico mostró que tanto el crecimiento en el testigo como en los experimentos donde se le adicionó CO_2 no fueron significativamente diferentes (fig. 24).

Es importante remarcar el hecho de que se ha desarrollado una biotécnica con la cual se ha logrado incrementar el crecimiento de G. robustum (3.8 %/día), bajar la humedad (71-68 %), mantener sin fluctuaciones el rendimiento de agar (>31%)

(independientemente de la época del año que se cultive) y más alto que en poblaciones naturales. Todo lo anterior, le da al cultivo de G. robustum muchas perspectivas para el futuro. Por lo tanto, es muy recomendable en este momento experimentar con cultivos a nivel piloto aplicando estas técnicas o mejorándolas, con el objetivo de que se tenga otra opción para la explotación de esta agarofita, "el cultivo".

CONCLUSIONES.

En base a los resultados reportados en este trabajo se concluye que:

-El movimiento de agua ejerce un efecto positivo sobre el crecimiento de G. robustum, incrementando su biomasa al encontrarse expuesto a la acción de las corrientes.

-El crecimiento de G. robustum en tanques de cultivo se logró triplicar, con respecto al crecimiento medio en el campo.

-El CO₂ no fue limitante en los cultivos.

2

-La humedad de G. robustum se mantuvo por debajo del 71% .

-El rendimiento de agar se mantuvo en los cultivos superior a 31% independientemente de la época del año, aunque en condiciones naturales fluctuó entre 24.0 y 33.0 %, dependiendo de la época del año.

-Es factible cultivar intensivamente a G. robustum en tanques bajo condiciones semicontroladas.

LITERATURA CITADA .

- Abbott, I.A. y G.J. Hollenberg. 1976. Marine algae of California. Stanford University Press. Stanford, California. pp.827.
- Anderson, M.S. y A.C. Charters. 1982. A fluid dynamics study of seawater flow through Gelidium nudifrons. Limnol. Ocean. 27:399-412.
- Barilotti, C.D. y W. Silverthorne. 1972. A resource management study of Gelidium robustum. Proc. Inter. seaweed Symp. 7:255-261.
- : 1980. Genetic considerations and experimental design for outplanting studies. En: Pacific Seaweeds aquaculture, edited by I. A. Abbott, M. S. Foster and L. F. Eklund. La Jolla, California, California Sea Grant College Program 10-18 pp.
- Bird, K. T. 1976. Simultaneous assimilation of ammonium and nitrate by Gelidium nudifrons (Gelidiales: Rhodophyta). J. Phycol. 12:238-241.
- Brinkhuis, B. H. 1980. Growth patterns rates. In Handbook of Phycological Methods. Ecological Field Methods: Macroalgae. En: M. M. Littler y D. S. Littler (Eds.) Handbook of Phycological methods. Cambridge Univ. Press 461-477 pp.
- Bruce, A. M. 1983. Physiology of agar production in Gelidium. J. Phycol. 19:6 (Resumen).
- Cabrera-Muro, H. R. 1971. Distribución de temperaturas en la Bahía de Todos Santos. Tesis de Licenciatura E.S.C.M.,

U.A.B.C. 38 pp.

- Correa, J., M. Avila y B. Santelices. 1985. Effects of some environment growth factors of sporelings in two species of Gelidium (Rhodophyta). *Aquaculture*. 44:221-227.
- Craigie, J. S. y C. Leigh. 1978. Carrageenans and agar. En: J.A. Hellebust y J.S. Craigie (Eds.) *Handbook of phycological Methods*. Cambridge University Press. Cambridge. pp. 109-131.
- Cooper, N.C. and G.R. Johnstone. 1944. The seasonal production of agar in Gelidium cartilagineum a perennial red algae. *Amer. J. Bot.* 31:638-640.
- Dawson, E.Y., M. Neushul y R.D. Wildman. 1960. Seaweeds associated with kelps beds along Southern California and Northwest Mexico. *Pac. Natur.* 1(14):1-81.
- D'Antonio, C.M. y A. Gibor. 1985. A note on some influences of photon flux density on the morphology of germlings of Gelidium robustum (Gelidiales, Rhodophyta) in culture. *Bot. Mar.* 28:313-316.
- D'Elia, C.F. y J.A. DeBoer. 1978. Nutritional studies of two red algae. II. Kinetics of ammonium and nitrate uptake. *J. Phycol.* 14:266-272.
- DeBoer, J.A. 1981. Nutrients. En: C.S. Lobban y M.J. Wynne (Eds.). *The Biological of Seaweeds*. University of California Press. Berkley. pp. 357-352.
- Doty, M.S. 1971. Physical factors in the production of tropical benthic marine algae. *Fertility of the sea*. Vol. 1. Gordon & Breach. Science. Publishers N.Y., London and Paris. PP. 99-

- 121.
- , J. F. Caddy y B. Santelices. 1987. Case studies of seven comercial seaweeds resources. FAO Fish. Tech. Pap., 281:165-192.
- Gerard, V.A. y K.H. Mann. 1979. Growth and production of Laminaria longicruris (Phaeophyta) populations exposed to different intensities of water movement. J. Phycol. 15:33-41.
- Guzmán del Prío, S.A. y S. de la Campa de Guzmán. 1978. Gelidium robustum (FLORIDEOPHYCEAE), an agarophyte of Baja California, Mexico. Proc. Int. Seaweed Symp. 9:303-308.
- Hansen J.E. 1980. Physiological considerations in the mariculture of red algae. In: I. Abbott, M. Foster and L. Eklund (Eds.), Pacific Seaweed Aquaculture. California Sea Grant College Program, University of California at San Diego. 80-92 pp.
- . 1983. A physilogical approach to Mariculture of Red Algae. J. World Mariculture Soc. 14:380-391.
- ; J. E. Parckard y W.T. Doyle. 1981. Mariculture of red seaweeds. Report #T-CSGCP-002. California Sea Grant College Program Publication pp. 42.
- Harger, R. W. W. y M. Neushul, 1982. Macroalgae mariculture. in: Biosaline Research: a Look to the Future. A. San Pietro (Ed). Plenum Publishing Corporation. 393-404 pp.
- Hoyle, M.D. 1978. Reproductive phenology and growth rates in two species of Gracilaria sp. from Hawaii. J. Exp. Mar. Biol. Ecol., 35:273-283.

- Iwasaki, H. 1967. Nutritional studies of the edible seaweed Porphyra tenera II. Nutrition of Conchocelis. J. Phycol. 3:30-41.
- Lapointe, B.E. 1985. Strategies for pulsed nutrient supply to Gracilaria cultures in the Florida Keys: Interactions between concentrations and frequency of nutrient pulses. J. Exp. Mar. Biol. Ecol. 93:211-222.
- y C.S. Duke. 1984. Biochemical strategies for growth of Gracilaria tikvahiae (Rhodophyta) in relation with light intensity and nitrogen availability. J. Phycol. 20:486-495.
- Lignell A., P. Ekman y M. Pedersén. 1987. Cultivation Technique for Marine Seaweed and Optimized Conditions in the Laboratory on a Pilot scale. Bot. Mar. 30:417-424.
- Lobban, S., P. Harrison y M. Duncan. 1985. Nutrients. In: The Physiological Ecology of Seaweeds Cambridge Univ. Press. U.S.A. New York 75-110 pp.
- Luning, K. 1981. Ligth. En: C.S. Lobban and M.J. Wyne (eds.). The Biology of Seaweeds. University of California Press. Berkeley, CA. PP. 326-355.
- Luxton, D. M. 1977. Aspects of the biology and utilization of Pterocladia and Gracilaria Ph. D. Dissertation, Auckland University, New Zealand 230 pp..
- MacFarlane, C.I. 1968. The cultivation of seaweed in Japan and its possible application in the Atlantic Provinces of Canada. Dep. Fish. Can. Ind. Dev. Ser. Ottawa. 1-96 p.
- Mairh, O.P. y P.S. Rao. 1978. Culture Estudios on Gelidium

- pusillum (Stackh.) Le Jolis. Bot. Mar. 21:169-174.
- Martínez-Díaz de León, A., C. Nava-Buton y F.J. Ocampo-Torres. 1988. Estadística del oleaje en la Bahía de Todos Santos, B.C., de septiembre de 1986 a agosto de 1987. Ciencias Marinas, 15(3):1-20.
- Meteorology International Inc. 1977. Deep water wave statistics for the California coast. Station G. Dept. of Navigation and Ocean Development. Sacramento Calif. 60 pp.
- Michanek, G. 1971. A preliminary appraisal of world seaweeds resource. FAO Fish. Circ., 128:1-37.
- Morales-Zuniga, I. 1977. Variación estacional de las temperaturas en la Bahía de Todos Santos B.C. Ciencias Marinas. 4(1):23-33.
- Oliger, P. y B. Santelices. 1981. Phycological ecology studies on Gelidiales. J. Exp. Mar. Biol. Ecol. 53(1):65-76.
- Rao, P. S. y V. B. Mehta, 1973. Physiological Ecology of Gelidiella acerosa (Forsskal) Feldmann et Hamel. J. Phycol. 9:333-335.
- Raven, J. A. 1974. Carbon dioxide fixation. En: W. D. D. P. Stewart (Ed.) Algal Physiology and Biochemistry. Blakwell Scientific Publications, Oxford. 434-455 pp.
- Rodríguez, D. y B. Santelices. 1988. Separation of Gelidium and Pterocladia on vegetative characters. In: (Ed.) I.A. Abbott Taxonomy of Economic Seaweeds with Reference to Some Pacific and Caribbean Species. Calif. Sea Grant College Prog. 2:115-126.
- Rueness, J. y T. Tananger. 1984. Growth in culture of four red

- algae from Norway with potential for mariculture.
- Hydrobiologia 116/117:303-307.
- Santelices, B. 1975. Nota sobre el cultivo masivo de algunas especies de Gelidiales (Rhodopyta). Rev. Biol. Mar. Dep. Oceanol. Univ. Chile. 16(1)27-33.
- , 1978. Multiple Interaction of Factors in the distribution of Hawaiian Gelidiales (Rhodopyta). Pacific Science. 32(2):119 p.
- , 1986. The wild harvest and culture of the economically important species of Gelidium in Chile. In. (Eds.) M.S. Doty, J.F. Caddy y B. Santelices. Case Studies of Seven Comercial Seaweed Resources, F.A.O. Fishe. Tech. Paper. 311 pp.
- , 1988. Synopsis of Biological data on the seaweed genera Gelidium and Pterocladia (Rhodophyta). FAO Fish. Synopsis No. 145
- , P. Oliger y S. Montalva. 1981. Production ecology of Chilean Gelidiales. Proc. Int. Seaweed Symp. 10:351-356.
- Silverthorne, W. 1977. Optimal production from seaweed resource. Bot. Mar. 20:75-98.
- Sokal, R. y F. J. Rohlf. 1981. Biometry. 2nd Edn, W.H. Frelman & Co., San Francisco , 859 pp.
- Stewart, J. G. 1984. Vegetative growth rates of Pterocladia Capillacea (Gelidiaceae, Rhodophyta). Bot. Mar. 26:85-94.
- Strickland, J. D. H. y T. R. S. Parsons. 1977. A Practical Handbook of Seawater Analysis. Fish. Res. Bd. Canada Bull. 167. 310 pp.

Subbaramaiah, K., K. Rama-Rao, P. C. Thomas, M. R. P. Nair, B.

V. Gopal y V. R. Nagulan. 1975. Cultivation of Gelidiella
acerosa. Sal. Res. Ind. 11(1):33-36.

Suto, S. 1974. Mariculture of Seaweeds and its problems in
Japan. NOAA Tech. Rep. NMFS Circ., 388:7-16.

Tseng, C.K. y B.M. Sweeney. 1946. Physiological studies of
Gelidium cartilagineum. I. Photosynthesis, with special
reference to the carbon dioxide factor. Am. J. Bot. 33:706-
715.

Westlake, D.F. 1967. Some effects of low-velocity currents on
the metabolism of aquatic macrophytes. J. Exp. Bot.
18(55):187-205.

Yamada, N. 1961. Studies on the manure for seaweed-I. On the
change of nitrogenous component of Gelidium amansii Lmx.
cultured with different nitrogen sources. Bull. Japn. Soc.
Sci. Fish. 27(11):953-957.

----- . 1972. Manuring from Gelidium . Proc. Int. Seaweed
Symp. 7:385-390.