

## Tesis de Posgrado

# Obtención "in vitro" de biodermas algales y su incidencia sobre el suelo

Storni de Cano, Mónica M.

1982

Tesis presentada para obtener el grado de Doctor en Ciencias  
Biológicas de la Universidad de Buenos Aires

Este documento forma parte de la colección de tesis doctorales y de maestría de la Biblioteca Central Dr. Luis Federico Leloir, disponible en [digital.bl.fcen.uba.ar](http://digital.bl.fcen.uba.ar). Su utilización debe ser acompañada por la cita bibliográfica con reconocimiento de la fuente.

This document is part of the doctoral theses collection of the Central Library Dr. Luis Federico Leloir, available in [digital.bl.fcen.uba.ar](http://digital.bl.fcen.uba.ar). It should be used accompanied by the corresponding citation acknowledging the source.

**Cita tipo APA:**

Storni de Cano, Mónica M.. (1982). Obtención "in vitro" de biodermas algales y su incidencia sobre el suelo. Facultad de Ciencias Exactas y Naturales. Universidad de Buenos Aires.  
[http://digital.bl.fcen.uba.ar/Download/Tesis/Tesis\\_1724\\_StornideCano.pdf](http://digital.bl.fcen.uba.ar/Download/Tesis/Tesis_1724_StornideCano.pdf)

**Cita tipo Chicago:**

Storni de Cano, Mónica M.. "Obtención "in vitro" de biodermas algales y su incidencia sobre el suelo". Tesis de Doctor. Facultad de Ciencias Exactas y Naturales. Universidad de Buenos Aires. 1982. [http://digital.bl.fcen.uba.ar/Download/Tesis/Tesis\\_1724\\_StornideCano.pdf](http://digital.bl.fcen.uba.ar/Download/Tesis/Tesis_1724_StornideCano.pdf)

**EXACTAS** UBA

Facultad de Ciencias Exactas y Naturales



**UBA**

Universidad de Buenos Aires

UNIVERSIDAD DE BUENOS AIRES  
FACULTAD DE CIENCIAS EXACTAS Y NATURALES

OBTENCION "IN VITRO" DE BIODERMAS ALGALES  
Y SU INCIDENCIA SOBRE EL SUELO

AUTOR: MONICA M. STORNI DE CANO  
DIRECTOR: Dra. DELIA R. DE HALPERIN

TRABAJO REALIZADO EN LOS LABORATORIOS DE  
FISIOLOGIA VEGETAL DE LA FACULTAD DE CIENCIAS  
EXACTAS Y NATURALES (U. B. A.)

TESIS PRESENTADA PARA OPTAR AL TITULO DE  
DOCTOR EN CIENCIAS BIOLÓGICAS

-1982.-

1724

A Delia R. de Halperin  
por su cálido apoyo humano y científico

## AGRADECIMIENTOS

A la Dra. Delia R. de Halperin por haberme introducido en el mundo fascinante de las cianofíceas.

Al Dr. Juan Accorinti por su calidad humana y por su apoyo incondicional durante mi formación.

A las Estaciones Experimentales del Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria (INTA) a cuyo cargo estuvo la recolección y el envío de las muestras de suelo utilizadas.

Al Departamento de Estadística de la Facultad de Ciencias Exactas y Naturales (U.B.A.) por la colaboración prestada.

A todos aquellos que de alguna manera contribuyeron para que este trabajo pudiera realizarse.

## INDICE

INTRODUCCION	1
ANTECEDENTES	4
1- <u>Biodermas algales: distribución, composición florística, estructura y formación</u>	4
2- <u>Importancia ecológica de los biodermas algales</u>	7
2.1-Contenido de nitrógeno del suelo	8
2.2-Control de la erosión y consolidación de los agregados del suelo	17
2.3-Infiltración de agua y retención de la humedad	20
2.4-Influencia sobre el pH del suelo	22
3- <u>Algas azules: pioneras en la colonización del suelo</u>	26
4- <u>Importancia agrícola de las cianofíceas</u>	33
MATERIAL Y METODOS	42
PARTE I	42
1- <u>Muestras</u>	42
2- <u>Obtención de biodermas en el laboratorio</u>	49

3- <u>Estudio de las películas algales obtenidas</u>	50
3.1-Estudio florístico	50
3.2-Determinación de la integridad	51
3.3-Determinación del porcentaje de nitrógeno	51
4- <u>Estudio del suelo subyacente a las películas algales obtenidas</u>	54
4.1-Determinación del pH	54
4.2-Determinación del porcentaje de nitrógeno	55
5- <u>Estudio estadístico</u>	55
 PARTE II	 55
1- <u>Muestras</u>	55
2- <u>Obtención de biodermas en laboratorio</u>	58
3- <u>Estudio de las películas algales obtenidas</u>	59
3.1-Estudio florístico	59
3.2-Determinación de la integridad de los biodermas	59
3.3-Determinación del porcentaje de nitrógeno	59
4- <u>Estudio del suelo subyacente a las películas algales obtenidas</u>	59

5- <u>Estudio estadístico</u>	59
PARTE III	61
1- <u>Algalización</u>	61
2- <u>Obtención de las plantas y evaluación del</u> <u>tratamiento</u>	61
RESULTADOS Y CONCLUSIONES	63
PARTE I	63
1- <u>Desarrollo de la película algal</u>	63
2- <u>pH del suelo</u> (estudio estadístico)	73
3- <u>Contenido de nitrógeno</u>	75
3.1-Estudio estadístico	75
3.2-Biodermas	78
3.3-Suelos	82
PARTE II	88
1- <u>Desarrollo de la película algal</u>	88
2- <u>pH del suelo</u> (estudio estadístico)	98
3- <u>Contenido de nitrógeno</u>	99
3.1-Biodermas	99
3.2-Suelos	104
3.3-Estudio estadístico	109

## PARTE III

### 1-Influencia de la algalización sobre el suelo

1.1-Desarrollo de la película algal

1.2-Contenido de nitrógeno

### 2-Influencia de la algalización sobre Beta vulgaris var. cicla

2.1-Germinación

2.2-Contenido proteico de la parte aérea

## BIBLIOGRAFIA



## INTRODUCCION

Es un hecho bien conocido que las plantas vasculares así como los musgos y líquenes desempeñan un papel importante en el control de la erosión. En ciertos suelos áridos, erosionados o desprovistos de una cobertura continua de macrovegetación y con un régimen pobre de precipitaciones les corresponde una función similar a las algas del suelo, y en particular a las algas azules o cianofíceas.

La palabra bioderma fue utilizada por Léger (1932), para denominar la capa viva o estrato biológico que recubre como una película resbaladiza las piedras y a veces el fondo de los arroyos y ríos de montaña. Este tapiz vegetal formado por una microflora que abarca diversos grupos algales, representa el alimento óptimo de los innumerables animales pequeños que integran esa biocenosis. En base al concepto de este autor, Halperin (1969) designa bioderma algal a la maraña de filamentos entreverados unos con otros, que se desarrolla sobre la superficie del suelo y hasta unos pocos milímetros de profundidad. Este término corresponde al "algal crust" de los autores norteamericanos. Los principales componentes de la flora algal de un bioderma son las algas azules filamentosas.

La importancia ecológica de estas costras algales ha sido señalada por diversos autores. No sólo consolidan los agregados del suelo en una capa resistente al viento y a la fuerza de arrastre del agua de lluvia en los ambientes continentales o al flujo y reflujo de las mareas en los ambientes marinos, sino que también constituyen un aporte continuamente renovado de materia orgánica. Asimismo contribuyen a acrecentar el monto total de nitrógeno del suelo cuando en dichos biodermas intervienen especies fijadoras de nitrógeno molecular. Además son de importancia en la infiltración y penetración de agua, recuperación de tierras salinas, y en la colonización de suelos desnudos erosionados o improductivos.

El objeto del presente trabajo de Tesis ha sido la obtención de biodermas algales en el laboratorio, a fin de inocularlos posteriormente en suelos áridos y semiáridos de diferentes regiones de nuestro país y estudiar su efecto sobre el contenido de nitrógeno del suelo subyacente. Asimismo, en el caso de detectar cambios en los niveles de nitrógeno del suelo, determinar si éstos producen algún efecto en cultivos de importancia económica. Dada la influencia beneficiosa de los biodermas ya comprobada en la naturaleza, la idea directriz de este trabajo fue estudiar

la obtención de inóculos de biodermas en el laboratorio, y la posibilidad de utilizarlos en el mejoramiento de suelos áridos o semiáridos del país, con las ventajas económicas que esto representa.

Este trabajo se llevó a cabo de acuerdo al siguiente plan:

- 1) Obtención de biodermas algales en el laboratorio a partir de material proveniente de zonas áridas y semiáridas de las provincias de Chaco y Formosa.
- 2) Estudio de los biodermas así obtenidos.
- 3) Determinación del contenido de nitrógeno de los biodermas y del suelo y estudio de la influencia de los biodermas sobre este parámetro en el suelo.
- 4) Inoculación de biodermas obtenidos en el laboratorio en suelos áridos y semiáridos de distintas regiones de nuestro país (Catamarca, San Juan, Santiago del Estero, Salta, Chubut).
- 5) Estudio de los biodermas obtenidos.
- 6) Determinación del contenido de nitrógeno a nivel de bioderma y del suelo, y estudio de la influencia de los biodermas sobre el contenido de nitrógeno del suelo.
- 7) Evaluación del efecto de los suelos tratados con biodermas sobre el desarrollo de un cultivo de importancia económica.

## ANTECEDENTES

### 1.- Biodermas algales: distribución, composición florística, estructura y formación.

Los biodermas algales se encuentran ampliamente distribuidos tanto en ambientes continentales como marinos. En ambientes continentales se encuentran principalmente en suelos áridos y semiáridos o erosionados, desprovistos de una cobertura continua de macrovegetación y con un régimen pobre de precipitaciones. Los biodermas marinos pueden encontrarse en el mesolitoral medio y superior y en el supralitoral.

Pueden presentar aspectos macroscópicos muy diferentes según el habitat en que se encuentren. En ambientes marinos, donde periódicamente quedan cubiertos por el agua (mesolitoral superior), forman películas o coberturas de color verde oscuro o pardusco más o menos resbaladizas según las especies predominantes. En cambio en los ambientes continentales, donde están sometidos a largos períodos de sequía, pueden pasar inadvertidos o presentarse como manchones negruzcos o pardo-rojizos, o como áreas que se cuarteán en fracciones poligonales irregulares cuyos bordes se van incurvando hacia arriba por efecto de la dese-

zación (Durrel y Shields, 1961).

En las costras de unos pocos milímetros de espesor predominan las algas azules o Cyanophyta, organismos muy resistentes a condiciones extremas de sequía, temperatura, concentraciones salinas elevadas, etc. En estas algas, la presencia de gruesas vainas mucilaginosas, la viscosidad del gel protoplasmático, así como la eventual formación de acinetas, explicaría la capacidad de algunas especies de perdurar durante períodos muy prolongados de sequía, 20-80 y hasta más de 100 años en casos excepcionales observados en especímenes aislados de materiales de herbario (Bristol, 1919; Lipman, 1941; Becquerel, 1942; Cameron, 1962 y 1963; Cameron y Blank, 1966a; Fogg, 1969; Parker et al., 1969).

También pueden soportar temperaturas extremas (Booth, 1946; Cameron y Blank, 1966b; Fogg, 1956 y 1969; Mac Entee et al., 1972) y concentraciones salinas elevadas (Hof y Frémy, 1932 - 1933; Halperin et al., 1978).

Frecuentemente comparten el habitat con bacterias, actinomicetes, hongos (Cameron, 1969 a y b) y líquenes; en menor proporción con representantes de otros grupos algales (Chlorophyceae, Chrysophyceae, Bacillariophyceae, Euglenophyceae) y ocasionalmente con musgos. Además se encuentran en las costras protozoos, nematodos, etc.

El bioderma puede presentar distintos grados de complejidad. En algunos casos Halperin et al. (1976) han observado que están formados por una capa de especies filamentosas con gruesas vainas. En otros, presentan una estratificación algal: 1) una capa superficial de distintas especies de Nostoc que forman agregados celulares embebidos en un mucílago común; 2) por debajo, la maraña de filamentos de otras especies.

El número de especies de algas azules presentes en un bioderma es muy variable, desde unas pocas hasta más de 20.

En la formación de esta costra viva intervienen fundamentalmente dos factores muy ligados entre sí: 1) las vainas mucilaginosas y de superficie rugosa, a veces completamente gelificadas y reducidas a un mucílago amorfo, de las diversas especies de Microcoleus, que representan el factor aglutinante por excelencia de los agregados del suelo; y 2) las vainas firmes como las de Porphyrosiphon, Scytonema, etc. que actúan reteniendo los agregados del suelo como si quedaran aprisionados en las mallas de un retículo (Halperin, 1969).

Es decir que la formación de un bioderma es el resultado de la actividad combinada de una serie de especies: unas actúan formando la trabazón que sujeta los gránulos del suelo, y otras además de retenerlos los van aglutinando hasta consolidarlos en

una película superficial.

Microcoleus vaginatus ha sido encontrado por Shields (1957) en la mayoría de los "algal crusts" estudiados en suelos del Oeste de los Estados Unidos de Norteamérica y sería la responsable directa de la formación de las costras (Durrell y Shields, 1961). Halperin (1969) ha observado que otra especie de este mismo género, M. chthonoplastes, es común a todos los biodermas estudiados para Argentina, tanto continentales como marinos. Además estableció que esta especie es la pionera en la consolidación de los agregados del suelo.

## 2.- Importancia ecológica de los biodermas algales.

En ambientes continentales en los que el suelo aparece desnudo o desprovisto de macrovegetación, la importancia ecológica de los biodermas algales y en particular de su principal componente, las algas azules, ha sido destacada por diversos autores. Contribuyen a cementar los agregados del suelo en una capa o costra capaz de resistir el viento y la fuerza de arrastre del agua; favorecen una mejor retención de la humedad; se comportan como pioneras en la sucesión vegetal y representan además una fuente continuamente renovada de materia orgánica, contribuyendo a acrecentar el monto de nitrógeno del suelo dentro del

área de su influencia cuando contienen especies fijadoras de nitrógeno atmosférico. (Petersen, 1935; Booth, 1941; Fletcher y Martin, 1948; Shields, 1957; Shields et. al., 1957; Cameron, 1960; Cameron y Fuller, 1960; Schwabe, 1960 y 1972; Durrell y Shields, 1961; Singh, 1961; Bond y Harris, 1964; Shields y Durrell, 1964; Bolyshev, 1964; Mayland et. al., 1966; Cameron y Blank, 1966a; Halperin, 1968 y 1969; Cameron y Devaney, 1970; Macgregor y Johnson, 1971; Bailey et. al., 1973; Skujinš y Klubek, 1978 a y b y Klubek y Skujinš, 1981).

#### 2-1 Contenido de nitrógeno del suelo.

A nivel del bioderma, el nitrógeno combinado proviene no sólo de la descomposición y mineralización del cuerpo algal, sino también de la posible fijación del nitrógeno atmosférico en el caso en que dichas costras contengan especies "fijadoras". Cabe destacar que de todos los grupos algales, solamente algunas especies de algas azules poseen esta propiedad. El nitrógeno fijado o retenido en el cuerpo celular, provenga de la atmósfera o del suelo, se incorpora finalmente al ciclo normal de este elemento ya como un producto extracelular durante la vida del alga, o por muerte y desintegración de las células. Cuando hay humedad disponible, por lo general después de una lluvia, estos com



puestos nitrogenados complejos son mineralizados por la actividad de una flora microbiana adecuada, hasta llegar a las formas combinadas de nitrógeno inorgánico, fácilmente utilizables por los otros vegetales (Fogg, 1947; Venkataraman, 1966).

Diversos autores han considerado a los biodermas algales como centros de acumulación de nitrógeno combinado. Fletcher y Martin (1948) estudiaron las costras algales frecuentes en algunos suelos desérticos de Arizona (U.S.A.), determinando a nivel del bioderma porcentajes de nitrógeno y carbono notablemente mayores que los de la capa subyacente correspondiente: hasta un 400% más de nitrógeno en una de las áreas estudiadas (0,111 y 0,029%, respectivamente). En esta misma zona identificaron Nostoc sp., cianofitica fijadora de nitrógeno atmosférico. El estudio florístico de dichos biodermas indicó que todas las algas observadas corresponden a las Cyanophyta, destacando los autores que el mayor incremento en el contenido de nitrógeno se observó en las costras con Nostoc sp. Por otra parte en ninguno de los suelos estudiados pudieron reconocer la presencia de Azotobacter sp.

Shields et. al. (1957) estudiaron los biodermas de algas y/o líquenes provenientes de algunos biotopos semiáridos de New México (U.S.A.), considerándolos como una fuente constantemente renovada de nitrógeno. Realizaron además el estudio florísti-

co de los mismos, a fin de establecer la incidencia estacional de las diversas especies de algas. Con respecto a los biodermas algales, en aquellos sobre suelo arenoso con yeso ("gypsum sand", en Alamogordo), el contenido de nitrógeno a nivel del bioderma fue unas 25 veces mayor que el de la capa subyacente, a unos 15 cm de profundidad: 215 a 10 ppm, respectivamente. Los nitritos+nitratos fueron unas 12 veces más a nivel de la costra algal que en la capa subsuperficial respectiva: 5,6 y 0,45 ppm. Desde el punto de vista florístico, a los biodermas con especies de Nostoc (N. commune o N. muscorum) les correspondió el mayor contenido de nitrógeno. En las costras sobre suelo volcánico (Carrizozo), donde identificaron 13 especies de cianofíceas, entre ellas representantes de los géneros Scytonema y Nostoc, encontraron un promedio de 1545 ppm de aminonitrógeno y 7,9 ppm de nitritos+nitratos, siendo éstos de 866 y 1,5 ppm, respectivamente, para el mismo sustrato sin este tipo de cobertura. El valor 866 ppm, relativamente elevado, se explicaría según los autores por lavados de áreas próximas, por acumulación de materia orgánica durante un largo período o por la presencia de una microflora no fotosintética. En los biodermas de áreas próximas (Tularosa Basin), el promedio de aminonitrógeno y de nitritos+nitratos fue 1031 y 8,9 ppm respectivamente, siendo 225 y

2,1 ppm los promedios correspondientes a los mismos sustratos sin cobertura algal. Concluyen los autores que en estos biodermas, por muerte y descomposición de las células particularmente durante periodos de sequía, se libera aminonitrógeno y otros compuestos nitrogenados, que posteriormente, cuando se dispone de humedad, son mineralizados y distribuidos en el suelo.

En el mismo año, Shields (1957) estudió una serie de biodermas algales y de líquenes recolectados en suelos volcánicos y áridos de pastoreo del Oeste de Estados Unidos de Norteamérica: en los primeros, el aminonitrógeno a nivel del bioderma fue más de 4 veces mayor que el contenido en el mismo sustrato sin cobertura algal (2766 y 600 ppm, respectivamente), siendo más del doble en el segundo caso (1.260 y 532 ppm, respectivamente). Considera la autora que este aminonitrógeno incorporado al protoplasma celular, representa la mayor parte del monto total del nitrógeno que a la muerte de las células y ulterior mineralización, da una concentración de nitritos+nitratos unas 2, 3 y 4 veces mayor en los biodermas algales respectivos que en los sustratos correspondientes sin cobertura algal: 5,41 y 2,33 ppm en los suelos volcánicos; 2,16 y 0,51 ppm en los suelos áridos de pastoreo. El estudio florístico de estos biodermas reveló la presencia de 7 especies algales en el primer caso (2 clorofíceas y

5 cianofíceas, entre estas últimas Nostoc sp. Scytonema hofmanni) y de 2 algas azules en el segundo (Microcoleus vaginatus y Porphyrosiphon fuscus).

Cameron y Fuller (1960) y Fuller et al. (1960) compararon el contenido de nitrógeno y carbono de biodermas algales y/o líquénicos provenientes de suelos áridos y semiáridos del SO de Estados Unidos de Norteamérica con el suelo que se encuentra inmediatamente por debajo del bioderma (a 7,5-15 cm de profundidad). En las costras algales de suelos vírgenes establecieron que los porcentajes de nitrógeno (0,077-0,145%) eran 4,5 a 6,5 veces mayores que los de la capa subyacente (0,015-0,023%). Además determinaron la fijación de nitrógeno en biodermas algales mantenidos en cámara húmeda en el laboratorio, observando un incremento en el monto de nitrógeno al cabo de 4 semanas de incubación. En estas mismas costras identificaron especies de Nostoc, Anabaena y Scytonema, cuya capacidad de fijación verificaron en condiciones de cultivo puro.

Mayland et al. (1966) y Mayland y McIntosh (1966) establecieron que la fijación de nitrógeno por los organismos de las costras algales del desierto comenzaba rápidamente después del humedecimiento inicial de dichas costras, alcanzando un estado estacionario de fijación luego de 8 días, que continuó por 152 días.

Dichos autores utilizaron  $^{15}\text{N}$  para determinar el monto y velocidad de la fijación así como la distribución de las diversas fracciones del nitrógeno fijado por biodermas algales provenientes de Arizona (U.S.A.). Además verificaron que parte del nitrógeno fijado y liberado como producto extracelular pudo ser utilizado por las plantas superiores que llegaron a crecer sobre dichos biodermas.

En 1970 Granhall estudió la capacidad de reducción de acetileno de cultivos unialgales de algas azules aisladas de suelos suecos. Nostoc y Anabaena fueron los géneros con heterocistos, más comunes. Concluyeron que la fijación de nitrógeno por algas azules heterocísticas es de considerable importancia también en suelos templados.

Por la misma técnica McGregor y Johnson (1971) determinaron la fijación de nitrógeno en biodermas algales recogidos en el desierto de Sonora (Arizona, U.S.A.), concluyendo que una hectárea de suelo desértico, con aproximadamente un 4% de su superficie cubierta por biodermas algales y suponiendo una capacidad de fijación uniforme, puede representar un suplemento de nitrógeno de 3 a 4 g de N/h ( $0,3-0,4 \text{ mg N/m}^2/\text{h}$ ) después de una lluvia.

Marathe y Anantani (1975) cultivaron en cajas de Petri co

munidades algales sobre muestras de suelos estériles provenientes de Kutch y Rajasthan que pertenecen a regiones desérticas de la India. Las muestras de suelo inoculadas fueron regadas durante dos meses luego de lo cual se secaron gradualmente y la costra algal lentamente comenzó a curvarse hacia arriba separándose así del suelo subyacente. Se determinó el contenido de nitrógeno del testigo correspondiente y el de la costra algal cuidadosamente despegada del suelo. La diferencia entre estos dos valores fue considerada como el aumento en el contenido de nitrógeno del suelo subyacente, ya que se supone que la costra algal se descompondrá ulteriormente en el suelo agregando así su contenido de nitrógeno al mismo. Los resultados indican que estos biodermas producen un considerable aumento en el nitrógeno total (77-133%) sirviendo como una importante fuente de este elemento en desiertos que son usualmente pobres en nitrógeno.

Por otra parte, Halperin et al. (1976) establecieron para algunas zonas áridas y semiáridas de Chaco y Formosa (Argentina), donde es frecuente la presencia de biodermas algales, la incidencia de éstos sobre el monto de nitrógeno combinado del suelo. Dicho parámetro fue determinado a nivel del bioderma, a nivel de los estratos superficiales próximos sin cobertura algal, y, en ambos casos, a los niveles subsuperficiales correspondien-

tes (10-15 cm de profundidad). Además se determinó nitritos+nitratos y pH. El estudio florístico de los biodermas se realizó con la idea de verificar la posible relación entre monto de nitrógeno y presencia de especies presuntivamente fijadoras de nitrógeno molecular. Dichas especies se aislaron y cultivaron en un medio selectivo carente de nitrógeno combinado. A nivel de los biodermas más promisorios el porcentaje de aminonitrógeno fue aproximadamente 5 a 8 veces mayor que el correspondiente a la capa subyacente y al de las zonas próximas sin dicha cobertura algal (N° 72: 1,084; 0,193 y 0,225%; N° 76: 1,011; 0,203 y 0,203%; N° 106: 0,853; 0,106 y 0,114% respectivamente). Dado que en las áreas próximas sin bioderma el porcentaje de aminonitrógeno en la superficie fue igual o hasta 1,5 veces mayor que el del suelo subyacente (0,225 y 0,224% en la parada N° 72; 0,203 y 0,139% en la N° 76; 0,114 y 0,095% en la N° 106), resulta evidente la influencia de la cobertura algal sobre el monto de nitrógeno acumulado. Cabe destacar que en estos biodermas, con los más altos contenidos de aminonitrógeno, predominan en la superficie Nostoc commune y/o Nostoc sp., especies presuntivamente fijadoras de nitrógeno atmosférico.

En los suelos áridos del desierto de Utah se estableció que la principal ganancia de nitrógeno se debe a las algas azules

fijadoras presentes en las costras criptogámicas. En este microambiente se produce nitrificación y desnitrificación. El aporte de carbono producido por la actividad fotosintética sirve como fuente de energía de la desnitrificación. Sólo una pequeña fracción de nitrógeno fijado se incorpora al suelo para ser utilizada por las plantas (Skujinš y Klubek, 1978a y b). En un trabajo posterior los mismos autores (1980) establecieron que estas comunidades contienen una significativa población microbiana fijadora de nitrógeno, además de las cianobacterias (1) filamentosas predominantes.

Loftis y Kurtz (1980) estudiaron el nitrógeno fijado por algas azules y por reacciones atmosféricas en suelos semiáridos del Oeste de Texas (U.S.A.). Por ensayos de campo estimaron la cantidad de nitrógeno inorgánico incorporado al suelo como nitrato por las lluvias (39 g de  $\text{NO}_3\text{-N/ha}$  en promedio), y por costras de algas azules fijadoras (1,3 g de  $\text{N/ha/h}$  de luz, durante las primeras 24 horas después de las lluvias y considerando un 15% de cobertura de la superficie del suelo por costras). Las lluvias frecuentes produjeron más fijación y por ende mayor ganancia de nitrógeno para el suelo que la misma cantidad de lluvia caída de una vez.

---

(1) nombre dado por algunos autores a las Cyanophyta.



2-2. Control de la erosión y consolidación de los agregados del suelo.

Es un hecho ya establecido que las algas azules desempeñan un papel importante en la consolidación de los agregados del suelo y el control de la erosión. Así, Booth (1941) determinó que las pérdidas de suelo de parcelas cubiertas por un estrato algal fueron menores que en el suelo desnudo. Considera que la resistencia a la erosión en el primer caso se debe aparentemente a que las algas unen partículas superficiales del suelo formando una capa no erosionable y muy resistente a la fuerza de caída del agua. También Fletcher y Martin (1948) consideran que la presencia de algas y mohos disminuye la erosión.

Schwabe en 1960 estudia suelos áridos, arenosos del Norte de Chile y describe 4 especies de Cyanophyta destacando su importancia en la cementación de las partículas de suelo.

Durrell y Shields (1961) en su estudio sobre las características de las algas del suelo en relación a la formación de costras destacan el papel de los filamentos algales que consolidan el suelo. La observación superficial de una costra algal al microscopio pone en evidencia la maraña de filamentos con finas partículas de suelo ligadas a las vainas. Las vainas vacías de Microcoleus vaginatus, especie que los autores consideran fundamental

en la formación de las costras, con bacterias y partículas del suelo embebidas, permanecen en el suelo como un material cementante.

Por su parte, Bond y Harris (1964) consideran que las Cyanophyceae del suelo están adaptadas a cementar gránulos de arena. Las formas filamentosas, frecuentemente muy resistentes, presentan en varias especies vainas mucilaginosas que adhieren firmemente las partículas de arena.

Mayland et al. (1966) en las costras algales de desiertos semiáridos observaron que las formas filamentosas de algas azules son los organismos más abundantes y que junto con el micelio fúngico forman una matriz que agrega las partículas del suelo en costras de hasta 1 cm de espesor y de distinta superficie. Las costras se encuentran en suelos alcalinos y en condiciones extremas de temperatura y humedad del suelo.

En 1969 Halpein realiza el estudio florístico algal comparativo de algunos biodermas provenientes de biotopos continentales y de influencia marina, con el objeto de identificar los organismos predominantes en relación con la capacidad de cementar o consolidar los agregados del suelo. Estableció que la familia Oscillatoriaceae es la mejor representada con 23 especies correspondientes a 8 géneros, de los cuales Hydrocoleum Kützing ,

Microcoleus Desmaz., Porphyrosiphon Kütz. y Lyngbya Agardh se caracterizan por la presencia de gruesas vainas ya firmes o fácilmente gelificables, las cuales van reteniendo y cementando las partículas del sustrato, hasta formar el bioderma que estabiliza la superficie en una costra capaz de resistir la erosión. Considera a Microcoleus chthonoplastes (Mert.) Thuret, común a todos los biodermas estudiados tanto continentales como marinos, como la especie pionera y responsable en primer término de la consolidación de los agregados del suelo.

Tres años más tarde, Anantani y Marathe (1972) inocularon en muestras de suelo estéril, comunidades algales obtenidas de estos mismos suelos por medio de cultivos de enriquecimiento. Observaron que, en general, las especies algales produjeron una considerable agregación de las partículas del suelo. Destacan que los efectos de agregación dependen tanto de la naturaleza del organismo como del tipo de sustrato, y que es posible que Microcoleus chthonoplastes sea el principal agente ligante del suelo, en los suelos arenosos de Khavda, que mostraron el máximo aumento en la cementación de partículas (76,0%) y el máximo contenido de arena (64,62%). Al mismo tiempo Symploca muralis que fue inoculada en el mismo suelo, es un alga de vainas relativamente gruesas y consideran que también ella pudo haber

ayudado en la agregación.

Al año siguiente Bailey et al. (1973) estudiaron cuantitativamente el efecto que producen las algas cultivadas sobre los agregados del suelo estables al agua y determinaron un pequeño aumento en la agregación, considerando que el efecto podría ser mayor en experiencias a largo plazo.

Gayel y Shtina (1974, en Starks et al., 1981) establecieron que algunas formas filamentosas de Cyanophyceae, especialmente los géneros Oscillatoria, Schizothrix y Plectonema son importantes en la formación del suelo en Rusia. Estos géneros ligan las partículas del suelo en áreas desnudas y este proceso se relacionó directamente con las vainas mucosas de las células que cementan las partículas del suelo.

### 2-3. Infiltración de agua y retención de la humedad.

En 1941 Booth estudió el papel de las algas en la sucesión vegetal y su importancia en el control de la erosión. En algunas regiones de Kansas, Oklahoma y Texas midió la infiltración de agua y la humedad en suelos protegidos por biodermas algales comparando con suelos desnudos. Estableció que el estrato algal no disminuye la velocidad de infiltración de agua en el suelo salvo en un caso donde es temporariamente retardada. Por otra

parte, pruebas con un muestreo limitado indicaron un mayor contenido de humedad en la pulgada superior del suelo protegido por una capa algal comparado con el del suelo desnudo.

Fletcher y Martin (1948) describen los biodermas algales como costras de lluvia invadidas por algas y mohos, siendo estos microorganismos los responsables de una mejor infiltración del agua en el suelo así como de una mayor retención de la humedad lo que favorecería el establecimiento de plántulas bajo condiciones rigurosas de desierto.

La mayor retención de humedad podría explicarse según Durrell y Shields (1961) por la presencia de especies algales tales como Microcoleus vaginatus con un volumen de vainas 4 ó 5 veces el de los tricomas encerrados en ella. La vaina de naturaleza coloidal absorbe grandes cantidades de agua, completando su capacidad en pocos minutos. Se ha encontrado que en algunas algas azules la vaina es capaz de absorber agua en cantidad de 12 a 13 veces su propio volumen en 6 minutos. Constituida principalmente por hemicelulosa, no es rápidamente atacada por la acción bacteriana y puede permanecer en el suelo durante algún tiempo antes de hidrolizarse. La capacidad de dichas vainas de retener agua contribuye a la supervivencia de las células algales que excretan el carbohidrato y favorece la retención de hu-

medad por el bioderma, que proporciona así un sustrato para el desarrollo de musgos y plantas superiores.

Marathe y Khushaldas (1975) estudian las costras algales que cubren naturalmente los suelos de diferentes localidades de Nagpur (India) y la retención de la humedad del suelo por las mismas. Los resultados obtenidos calentando las muestras a 100-105 °C hasta peso constante indican que estas costras aumentan el contenido de agua del sustrato de 0,7 a 6,7% en las cinco localidades estudiadas, comparando con el contenido de humedad del suelo adyacente desnudo. Las costras con Microcoleus vaginatus conservaban más agua en el suelo que las de Phormidium foveolarum estudiadas en un trabajo anterior (Marathe, 1970 en Marathe y Kushaldas, 1975).

#### 2-4. Influencia sobre el pH del suelo.

Fletcher y Martin (1948) observaron que en suelos desérticos no hay diferencias entre el pH de la costra algal y el del suelo subyacente a la misma: 6,8-6,7; 7,8-7,9 y 6,8-6,8 para cada una de las tres estaciones estudiadas respectivamente. El efecto de las costras algales sobre el pH del suelo también fue analizado por Marathe y Kushaldas (1975) en cinco localidades de la India. Las muestras de suelo con costras algales de Aphanothece

pallida, Plectonema hansgirgi y Cylindrospermum muscicola tienen un pH levemente mayor que las muestras de suelo desnudo adyacente. En cambio, suelos cubiertos con Oscillatoria obscura tienen un pH inferior al del suelo desnudo. Este efecto fue visto en la comunidad algal constituida únicamente por Oscillatoria obscura, así como también en comunidades en las que se encuentra asociada con diatomeas o Phormidium foveolarum. Los suelos cubiertos con Sirocladium y Microspora tienen un pH inferior al del suelo adyacente. Oscillatoria amoena parece no tener efecto sobre el pH del sustrato. En otra localidad la costra algal de Oscillatoria obscura disminuyó el pH de los suelos que eran levemente alcalinos. Microcoleus vaginatus común en dos localidades estudiadas, provocó una disminución del pH. Es decir que cada especie algal ejerce un efecto diferente sobre el pH del sustrato. Por su parte las Chlorophyceae y Bacillariophyceae encontradas parecen disminuir el pH del suelo.

Halperin et al. (1976) observaron en 12 estaciones ubicadas en las provincias de Chaco y Formosa (Argentina) que en el 50% de las paradas estudiadas no había diferencias en el pH del bioderma con respecto al del suelo superficial sin bioderma. Además, comparando suelo en profundidad con y sin bioderma no observaron, en general, cambios marcados en dicho parámetro.

Con respecto a los valores de pH de las costras algales, Marathe y Kushaldas (1975) determinaron para cinco localidades de India valores de 7,8 a 8,1. Halperin et al. (1976) midieron valores de 5,4 a 7,4 para biodermas algales de suelos áridos y semiáridos de Chaco y Formosa (Argentina). Fletcher y Martin (1948) determinaron valores de 6,8 y 7,8 en costras algales de suelos desérticos.

Además, Durrell y Shields (1961) observaron que un pH alcalino favorece la formación y acumulación del material que constituye las vainas de las especies formadoras del bioderma. Establecieron también que suelos con "algal crusts" típicos tienen valores de pH de 8 y hasta mayores de 9. Aparentemente en agar ligeramente ácido el gel es difluente y no se acumula en capas formando una vaina.

En cuanto a la tolerancia de las algas azules a las condiciones de pH hay pocos antecedentes en la bibliografía. Ya en 1940, Stokes estableció por medio de ensayos con agregado de  $(OH)_2Ca$  que a medida que el pH aumenta de 4,2 a 7,6 se observa un gradual aumento en el crecimiento algal.

Granhall y Henriksson (1969) estudiaron la distribución y la abundancia de las algas azules potencialmente fijadoras de nitró



geno de distintos tipos de suelos de Suecia, considerando las propiedades del suelo e importantes factores ambientales. Con respecto al pH, los resultados indican que para valores entre 3 y 5 no se observaron algas azules, pero por encima de 6 se hallaban presentes en un número considerable de muestras. Siempre se encontraron en cantidades abundantes en los suelos alcalinos, con especies fijadoras de nitrógeno en más del 75% de los suelos investigados.

Un año más tarde Granhall (1970) estudió la capacidad de reducción de acetileno de cultivos unialgales de algas azules aisladas de suelos suecos. Nostoc y Anabaena fueron los géneros con heterocistos más comunes y mostraron las mayores tolerancias a pH extremos (5,0-8,7 y 5,7-9,1 respectivamente).

Martínez Viera (1973) en su "Estudio sobre las algas del suelo: su función y distribución", indica que de las investigaciones realizadas se desprende que la mayor parte de las especies algales pueden crecer sobre suelos que tengan valores de pH entre 5,5 y 8,5, encontrándose la mayor diversidad de especies en suelos neutros o moderadamente alcalinos. Sobre los suelos ácidos predominan las Chlorophyta, mientras que sobre suelos más alcalinos, incluyendo los salinos y los de desierto, son más abundantes las Cyanophyta.

En 1973 Brock estudió una variedad de ambientes ácidos, naturales y trabajados por el hombre (Yellowstone National Park) estableciendo que no se encuentran cianofíceas a pH menores de 4-5, mientras que en esos ambientes abundan las algas eucarióticas. Estudios posteriores de laboratorio con cultivos de enriquecimiento realizados con inóculos provenientes de hábitats con diferentes valores de pH confirmaron que las algas azules no prosperan a pH bajos.

### 3. Algas azules: pioneras en la colonización del suelo

Las algas azules han sido estudiadas en diferentes hábitats en lo que respecta a su papel como pioneras en la sucesión vegetal. Así, Booth en 1941 estudió varias especies de algas azules de suelos de Kansas, Oklahoma y Texas que constituyen el estado inicial de la sucesión vegetal formando una capa algal sobre cientos de acres de tierras erosionadas. Esta cubierta puede permanecer muchos años hasta que plantas superiores perennes sean capaces de colonizar dicho suelo.

Años más tarde Shields y Drouet (1962) estudiaron la distribución de las algas terrestres de una zona de Nevada y establecieron que está relacionada con la acumulación y retención de humedad, lo cual a su vez depende de la textura del suelo y de

su ubicación con respecto a la lluvia y drenaje. Observaron que tanto la textura fina como los suelos moderadamente ácidos o alcalinos favorecen el desarrollo algal. La predominancia de algas azules (Microcoleus sp., Schizothrix sp., Scytonema sp.) puede explicarse por la combinación de dos factores edáficos: alcalinidad y aridez.

Holm-Hansen en 1963, en un estudio sobre algas terrestres y de agua dulce de la Antártida, establece que la presencia de algas azules es importante en lo que respecta a la formación del suelo en las áreas libres de hielo ya que dichos suelos consisten en arena o grava de distinto diámetro y son carentes o muy pobres en materia orgánica.

Cameron y Blank (1965) estudiaron la microflora de muestras de suelo de los desiertos de Colorado, Mohave y Great Basin (California) tomadas a diferentes profundidades y vieron que consistía en bacterias aeróbicas, actinomicetes, bacterias anaeróbicas, anaeróbicas facultativas, hongos y algas. Estas últimas fueron más abundantes cerca de la superficie. Establecieron que la distribución y número de microorganismos del desierto no es comparable a los de suelos típicamente agrícolas, donde, en general, son más abundantes. Sólo las algas del suelo parecen ser, por momentos, más abundantes en suelos de desierto que en sue-

los agrícolas típicos y fértiles.

Marathe y Anantani (1972) estudiaron la flora algal en muestras de suelo de regiones áridas de India y establecieron, por cultivos, que las cianofíceas son las algas predominantes en la zona.

Con respecto a la colonización de suelos volcánicos el ejemplo más conocido es el de la recolonización de la isla de Krakatoa, después de la explosión volcánica de 1883, que privó a toda la isla de vegetación. Las algas azules fueron las primeras en aparecer sobre las cenizas volcánicas y la piedra pomez, formando una capa gelatinosa de color verde oscuro, unos pocos años después de la erupción (Ernst, 1908 según Singh, 1961).

Cameron y Benoit (1970) estudiaron los conos de ceniza que surgieron en diciembre de 1967 en Bahía Telefón (isla Decepción, Antártida) para establecer la presencia de microorganismos y criptógamas. Encontraron algas, hongos y bacterias alrededor de las fumarolas que emitían vapor de agua y anhídrido carbónico, aunque las propiedades del "suelo", materiales volcánicos ácidos relativamente no erosionados y de textura gruesa, eran desfavorables para el crecimiento. Observaron la presencia de algas verdes, azules y diatomeas. Entre las Cianofíceas Schizothrix cal-

icicola presentó un color pálido y aspecto poco saludable debido al pH del suelo que es un factor limitante para muchos organismos de este grupo.

En un sustrato post-volcánico de la isla de Surtsey, Schwabe (1972) estudió la primera colonización algal que se desarrolló en 1-3 años después de las erupciones volcánicas de lava. El mismo autor en 1974 estableció que las algas azules desempeñan un rol esencial en la progresión de la ecogénesis merced a la fijación del nitrógeno, que es un factor limitante en el suelo y a la producción de cubiertas mucosas que junto con el movimiento de los tricomas dan como resultado la agregación de fracciones finas de roca y mineral del suelo en estructuras porosas. Enfatiza las diferencias entre las genuinas formadoras de suelo que se mantienen invisibles (Cianofíceas, diatomeas y unos pocos grupos más) y las típicas aerofitas que se distribuyen superficialmente (Chlorococcales).

La colonización en atolones coralinos fue estudiada por Whitton (1971) en la isla de Aldabra durante la estación húmeda 1968-69. Las algas azules son el grupo más abundante y las formas heterocísticas son las responsables de la colonización de la roca desnuda. Las otras algas, líquenes y briofitas juegan un pa

pel despreciable. Concluye de acuerdo a lo que sugiere la evidencia disponible, que, dado que el heterocisto se considera un indicador de la capacidad de fijar nitrógeno, la deficiencia de nitrógeno combinado es un factor fundamental durante los primeros estados de la sucesión del coral desnudo, no así en el estado en que se desarrolla una cobertura de angiospermas. La observación directa sugiere que la degradación de cianofíceas contribuye a la formación de humus en la roca desnuda, pero no explica la importancia cuantitativa de estos organismos como agentes de erosión.

En 1971 Friedmann estudió las algas endolíticas en piedras caliza y arenisca de áreas desérticas de Israel y California . Gloeocapsa sp. forma poblaciones monoespecíficas en una zona de 0,1-2,5 mm de espesor, de color azul-verdoso y ubicada bajo una costra superficial. En este ambiente hay luz, humedad y temperatura apropiadas. Concluye que las algas endolíticas de los desiertos pueden contribuir a la erosión de las rocas por la solubilización de minerales, lo cual es sugerido por la baja cohesión de las rocas en la zona algal de la muestra estudiada. Otro factor posible de erosión biológica es el hinchamiento y desecación de las vainas gelatinosas debido a la alternancia frecuente de

condiciones húmedas y secas en las rocas del desierto (insolación-día y rocío-noche). Esto puede dislocar físicamente a las partículas rocosas probablemente con menos fuerza pero en forma similar a la actividad congelamiento-deshielo. En un estudio posterior (Friedmann, 1977) sobre la flora microbiana endolítica de los desiertos de Antártida establece que los organismos, no simbióticos con frecuencia colonizan la roca en la vecindad de lluquenes formando un complejo modelo de zonación. Posteriormente, en 1978, establece que hay una similitud morfológica entre las formas de crecimiento microbiano endolítico en la Antártida y aquellas que ocurren en desiertos cálidos. En ambos la roca porosa cubierta por una costra superficial actúa como una trampa de agua que mantiene un clima microscópico endolítico diferente del ambiente externo. En los desiertos cálidos la fuente principal de agua del ambiente endolítico parece ser el rocío. En el caso de los valles secos de la Antártida la nieve derretida juega un papel similar.

La ecología de organismos asociados con sustratos diáfanos en suelos desérticos aún no está totalmente estudiada, pero se reconoce la existencia de un nicho ecológico que constituye un microambiente favorable para algas y organismos asociados. La

naturaleza del sustrato, humedad, temperatura, insolación, alteración de la intensidad y longitud de onda de la luz, acumulación de materia orgánica, determinan un aumento en la abundancia, diversidad y actividad de la microflora.

En las áreas desérticas los minerales translúcidos de suelos carbonados y silíceos (cuarzo, calcedonia) constituyen hábitats favorables para el desarrollo de las algas, ya sea rodeando dichos sustratos o por debajo de ellos. Se presentan formando una población simple o comunidades con otras algas y varias microfloras no algales asociadas a una microfauna. Las especies que allí se encuentran son las mismas que integran las costras algales y líquénicas del desierto: algas azules filamentosas y algas verdes cocoideas. A veces hay especies adicionales que normalmente no forman costras ni se encuentran en el suelo. Entre las algas azules podemos citar especies de Nostocaceae, Scytonemataceae, Rivulariaceae y Oscillatoriaceae. Anacystis sp. y Coccochloris sp. también pueden formar poblaciones abundantes y asociarse a otras algas típicas de desierto alrededor de sustratos translúcidos. También ha sido encontrada Anacystis marina. (Cameron y Blank 1966a).

Shubert y Starks (1980) estudiaron las propiedades físicas, químicas y biológicas de muestras superficiales de suelos minados



de tres estados de U.S.A. Establecieron que como resultado de las explosiones se producen cambios drásticos en las propiedades del suelo. A pesar de ésto y de las condiciones climáticas desfavorables, las algas, entre ellas las cianofíceas, fueron capaces de desarrollar merced a su resistencia. Recientemente, los mismos autores (Starks y Shubert, 1982) estudiaron dos áreas minadas del N.O. de Dakota (U.S.A.). En una de ellas se había reubicado el suelo superficial original después de la explotación de carbón, mientras que en la otra hubo una inversión de estratos. El número y abundancia de las especies algales (entre ellas las cianofíceas) no fue significativamente diferente entre las dos áreas, iniciándose en ambas una sucesión vegetal.

En 1975 Granhall y Lid-Torsvik estudiaron la contribución de algas azules fijadoras a la economía del nitrógeno de la tundra (Fennoscandian IBP Tundra Biome site) y establecieron que la fijación algal es altamente significativa ya que su orden de magnitud es muchas veces mayor que la ganancia de nitrógeno por otras fuentes.

#### 4. Importancia agrícola de las cianofíceas.

La importancia agrícola de las algas azules reside en que

pueden usarse como biofertilizantes en función de diversas características: constituyen un aporte continuamente renovado de materia orgánica; producen y liberan sustancias con actividad biológica que desempeñan un papel importante en el crecimiento y fisiología algal, así como también en cadenas alimenticias acuáticas y ecosistemas en general; y porque en numerosos casos fijan nitrógeno atmosférico.

Podemos destacar otros efectos benéficos del agregado algal al suelo: liberación de oxígeno, necesario para la aereación de las raíces y la oxidación de los sulfuros (Jacq y Roger, 1977); prevención del lavado y pérdida del amonio y nitratos mediante su conversión en nitrógeno orgánico y solubilización de fosfatos por algunas especies.

La incorporación al suelo de algas seleccionadas (denominada "algalización" por Venkataraman, 1961, según Venkataraman, 1966) presenta la ventaja de que a diferencia del abono químico que nutre una sola cosecha, una vez implantada en el suelo continúa su actividad año tras año.

Agarwal (1979) cita una serie de experiencias realizadas en la India que demuestran que:

- 1) en ausencia total de fertilizantes químicos, las algas azules pueden fijar 25 a 30 Kg de N/ha/cosecha, dando

como resultado un aumento del 10 al 15% en la producción del grano.

- 2) cuando se usan fertilizantes químicos la dosis puede ser reducida en un tercio y se suplementa con algas azules para obtener la misma producción.
- 3) aún cuando se usan los niveles totales de fertilizantes químicos recomendados, la complementación con algas azules es beneficiosa dando una mayor producción del grano.

La mayoría de los estudios sobre algalización se ha realizado en campos de arroz. Las condiciones imperantes en los arrozales proveen un ambiente ideal para el crecimiento lujurioso de estas algas. Muchos de ellos permanecen inundados gran parte de su ciclo, es decir bajo condiciones inadecuadas para el crecimiento de leguminosas y Azotobacter, y en las cuales en cambio las algas azules, crecen abundantemente (Stewart, 1967). Los principales agentes naturales de fijación biológica de nitrógeno en un campo de arroz son: 1) algas azules de vida libre; 2) algas azules en simbiosis con Azolla; 3) bacterias heterotróficas en la rizosfera de arroz (tipo Spirillum); y 4) bacterias heterotróficas en el suelo anaeróbico más alejado de las raíces de arroz (I. Watanabe et al., 1978).

Con respecto al agregado de algas a otros cultivos, la información es escasa y se refiere tan sólo a ensayos en maceta . El agregado de Calothrix anomala, masa algal y/o adicionada con urea, a cultivos de Capsicum annum y Lactuca sativa mostró que la aplicación combinada (urea-alga) era más efectiva que aplicadas por separado, obteniéndose un aumento de peso en las plantas de Lactuca sativa y mejor producción de frutos en Capsicum annum (Dadich et al., 1969). Se observó también mayor contenido de nitrógeno en plantas de cebada tratadas con algas, y en cultivos de tomate la inoculación con Tolipethrix tenuis produce un aumento significativo en el contenido de vitamina C (Fuller et al., y Aiyer et al. respectivamente, según Dadich et al., 1969).

Singh (1961) observa que el agregado de floraciones de algas azules al cultivo de caña de azúcar también produce un efecto benéfico.

Umarova et al. (1972) y Kogan (1972), (citados por Venkataraman, 1977) observaron que las cianofíceas aumentaban la producción de algodón en Rusia, tanto en presencia como en ausencia de nitrógeno combinado.

Las dos escuelas iniciadoras de estudios de este tipo con

algas azules son las de Watanabe en Japón y Venkataraman en India.

En Japón se seleccionó una cepa de Tolypothrix tenuis con alta capacidad de fijación para preparar cultivos masivos a fin de utilizarlos como abono verde (Watanabe, 1959a, 1960). Dichos cultivos se obtienen efectuando los siguientes pasos:

1) agitación del cultivo axénico en frascos comunes; 2) pasaje a un tanque aséptico de 30 litros con agitación y 3) cultivos de circulación cerrada al aire libre utilizando una bolsa de poca altura de polivinilo o con un sistema de burbujeo abierto. T. tenuis (Watanabe, 1959b) puede preservarse viable durante aproximadamente dos años, ya sea por liofilización o por adsorción en una grava especial de poro fino. Al ser incorporada a los arrozales como abono verde (Watanabe, 1956, 1960 y 1962) se comprueba un incremento progresivo en el rendimiento de la cosecha hasta alcanzar un 20% al cuarto año. El autor atribuye este incremento, que aumenta año tras año, a la implantación de la flora algal.

Watanabe (1975a), en un trabajo en el que se emplean las mismas técnicas antes citadas para la obtención de cultivos masivos, indica las siguientes normas para la inoculación y para asegurar el establecimiento de las algas en los arrozales:

- 1) espolvorear limo en el agua del arrozal antes de agregar algas, a fin de disminuir la acidez y favorecer el posterior crecimiento del inóculo.
- 2) aplicar fertilizantes fosfatados y molibdeno para favorecer el crecimiento algal y el proceso de fijación de nitrógeno.
- 3) aplicar pesticidas (Folidol 250ppm, Paration 250ppm) y también pentaclorofenol (PCP, 100ppm) que suprime el crecimiento de las clorofíceas sin efectos deletéreos sobre algas azules.

En la India los mejores resultados se obtuvieron con el agregado al suelo de Aulosira fertilissima. Con esta especie Singh (1961) observa un incremento en la producción de granos de arroz: 368% en maceta y 114% en condiciones de campo.

Sundara Rao et al. (1963), con la misma especie observan diferencias significativas en distintos parámetros en experiencias realizadas en macetas con plantas de arroz cuando agregan una suspensión de algas.

Subrahmanyam et al. en 1964 (según Watanabe, 1975b) utilizan una mezcla de especies (Nostoc sphaericum, N. amplissium, Tolypothrix campylonemoide y Westiella sp.) y observa un incremento del 30% en el rendimiento de la cosecha, en un ensayo a

campo con un cultivo de arroz.

Venkataraman (1969) desarrolló una técnica similar a la de Watanabe para la obtención de cultivos. Dicha técnica consiste en precultivos, cultivos en Erlenmeyers y en tanques de 200 litros. Para preservar estos cultivos y con el objeto de mantener viables los inóculos que se utilizarán en el campo, dicho autor propuso en 1961 mezclar partes iguales de arena de cuarzo estéril y de suspensión algal, dejando al sol hasta desecación. Se conserva en frascos o bolsas de papel (hasta 2 años) para ser incorporadas al suelo en el momento necesario. Como con esta técnica se obtenía un desarrollo algal pobre por hundimiento de la mezcla en el suelo, Venkataraman propuso en 1966 el uso de trozos de esponja sintética previamente incubados con una suspensión algal. Estos trozos también pueden ser almacenados secos hasta el momento de su aplicación. Presentan la ventaja de flotar en el suelo inundado de los arrozales y pueden recuperarse antes del secado del campo, para usarse en futuras inoculaciones. Este autor considera como requisito importante el conocimiento de la flora algal indígena, dado que el refuerzo de la flora autóctona proporciona resultados más rápidos y seguros.

Cabe señalar que la introducción exitosa de una cepa o el refuerzo de ciertas formas útiles depende principalmente de su

capacidad para competir con los otros organismos del habitat.

Recientemente se ha desarrollado un método rural simple en el Instituto de Investigaciones Agrícolas (IARI) de Nueva Delhi (Venkataraman, 1977). El mérito de este método reside en que puede realizarse en forma continua, no requiere una gran inversión de capital y no tiene complicaciones técnicas, siendo por lo tanto muy fácil de adoptar por los agricultores. El cultivo inicial es una mezcla de varias especies fijadoras provistas por dicho Instituto a bajo costo. El agricultor debe hacer piletas de ladrillo o chapa galvanizada de 2m x 1 m x 0,22 m, donde se agrega 8 a 10 Kg de suelo, 200 g de fosfato, y 2 g de molibdato. Las piletas se llenan con agua hasta una altura de 5 a 10 cm y se controla el pH del suelo (7-7,5). Cuando el suelo sedimenta se esparce el inóculo en la superficie (400 g de algas secas para las medidas antes indicadas). Se riega periódicamente a fin de mantener un nivel adecuado. Cuando se alcanza un buen desarrollo algal, alrededor de 7 días, se suspende el riego y se deja secar al sol. Luego se cosechan las algas que presentan el aspecto de costras, y en este estado se almacenan en bolsas hasta su uso en el campo. Esta operación se repite, contando así con una provisión continua de biofertilizante. Para sembrar la pileta basta con una pequeña cantidad de las algas cosechadas. Cada



recolección representa 1,5 a 2 Kg de materia algal. Las drogas agregadas son suficientes para 3 a 4 cultivos algales en pileta. La algalización se realiza con 8 a 10 Kg de alga seca/ha/cosecha.

Los científicos del IARI han encontrado que las algas azules pueden mantenerse casi permanentemente en los campos de los agricultores si la inoculación se repite por 3 ó 4 cosechas sucesivas. Esto asegura el desarrollo de una producción apreciable sin requerir inoculaciones posteriores a menos que se den condiciones ecológicas muy desfavorables.

Trabajos similares se están realizando actualmente en Egipto, Marruecos, Senegal, etc. con resultados en general concordantes con los obtenidos por el IARI en Nueva Delhi. En Filipinas, el Instituto de Investigaciones del Arroz informó que la fijación de nitrógeno determinada "in situ" con  $^{15}\text{N}$  en arrozales a los que se les había incorporado algas varió de 40 a 80 Kg de N/ha/año. Con la misma técnica se demostró que el nitrógeno fijado y liberado por algas es efectivamente tomado por las plantas de arroz.

En la actualidad se ha comprobado que la fijación debida a las algas azules en los arrozales es 2 a 6 veces mayor que la fijación asociada con las plantas en las estaciones húmeda y seca respectivamente (I. Watanabe et al., 1978).

## MATERIAL Y METODOS

### PARTE I

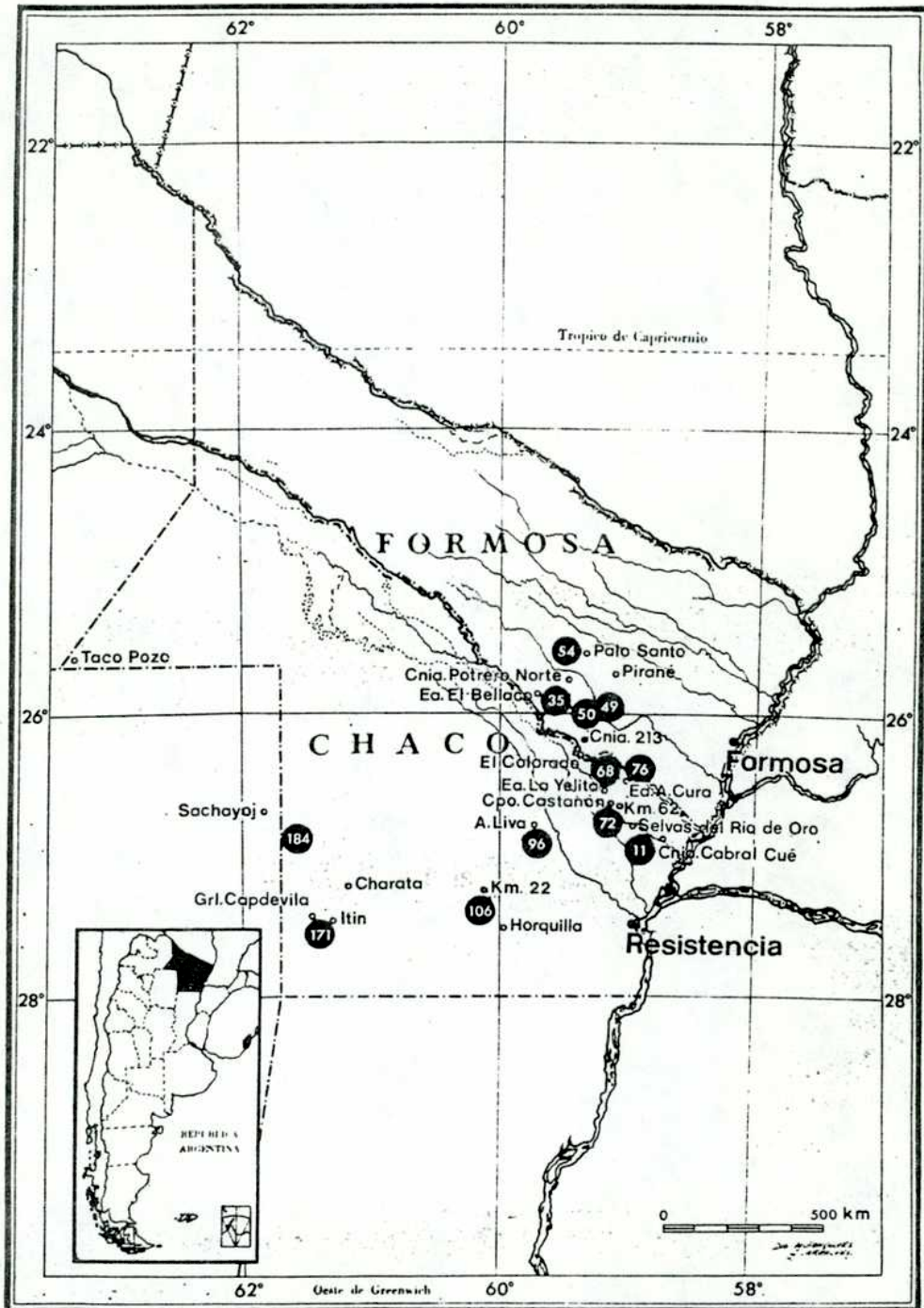
1- MUESTRAS: se trabajó con muestras recolectadas por el Dr. Jorge Morello y el Ing. Agr. J. Adamoli, correspondientes a 9 estaciones cuya ubicación en las provincias de Chaco y Formosa se indica en el mapa adjunto (FIG. 1). En la nómina siguiente se consignan las estaciones estudiadas así como algunas observaciones ecológicas que fueran realizadas por el Dr. Morello.

Estación Nº 35: Formosa, 9 km al este de Estancia El Bella-co; 5-11-1968. Biodermas delgados con restos de plantas vasculares, muy extendidos sobre suelo salino-alcalino, formando extensos manchones cuya continuidad apenas se interrumpe por el tránsito de ganado. Suelo arenoso en la superficie (3-4 cm); más abajo limo arcilloso compacto con algunas eflorescencias salinas a 10 cm de profundidad.

Estación Nº 54: Formosa, 8 km al sur de Palo Santo; 6-11-1968. Costras algales sobre suelo salino.

Estación Nº 68: Chaco, Estancia La Yelita, en el camino a la Ruta Provincial 33; 8-11-1968. Biodermas gruesos que ocupan aproximadamente el 25% de la superficie. Suelos con notables polígonos de retraimiento.

FIGURA 1.-



Estación N° 72: Chaco, entre campo Castañón y km 62, sobre la Ruta Provincial 33; 8-II-1968. Biodermas conspicuos sobre suelo desnudo (40%).

Estación N° 76: Chaco, 6 km al norte de Lote 62, en el camino a Estancia Cura; 8-II-1968. Biodermas oscuros bien desarrollados sobre suelo erosionado, desnudo (40%).

Estación N° 96: Chaco, 2 km al norte de Arroyo Liva, Ruta Provincial 7; 9-II-1968. Biodermas sobre suelo desnudo (40%).

Estación N° 106: Chaco, 5 km al sur del km 22 del F.C. a Horquilla; 10-II-1968. Biodermas oscuros casi negros sobre suelo desnudo.

Estación N° 171: Chaco, 5 km al norte de Itín, entre Itín y Gral. Capdevila; 14-II-1968. Biodermas extendidos formando manchones que cubren un 20-40% de la superficie totalmente desnuda de macrovegetación. Estas costras algales parecen ser muy resistentes al pisoteo del ganado, ya que persisten en las sendas de los animales, cosa que ocurre en la estación N° 35.

Estación N° 184: Chaco, en la frontera entre Chaco y Santiago del Estero, en el camino de Charata a Sachayoj, sobre la Ruta Provincial 89; 16-II-1968. Biodermas conspicuos sobre suelo salino.

En cada una de las estaciones o paradas se tomaron 4 muestras: a) bioderma superficial y b) suelo subyacente; c) suelo superficial de áreas próximas sin biodermas y d) suelo subyacente, de los cuales b) y d) se tomaron a 10-15 cm de profundidad. Las muestras se secaron al aire, a la temperatura del laboratorio, conservándolas luego en bolsas de polietileno en lugar seco, previo molido y tamizado (diámetro de poro del tamiz: 1 mm). En el caso de los suelos, se determinó el pH con la técnica de Büلمان y Jensen, 1927, según Jackson 1964.

Descripción de los biodermas utilizados como inóculo y su estudio florístico:

Los datos que se consignan a continuación fueron recopilados de Halperin et al. (1976).

Estación Nº 35: biodermas delgadas con restos de plantas vasculares. En la superficie se destaca una maraña de filamentos, unos muy finos de color rojizo (Porphyrosiphom fuscus), otros más gruesos y oscuros, a veces erectos como pelos (Scytonema guyanense) y extensos manchones pardos que al humedecerlos dan a gregados gelatinosos o membranosos irregulares (Nostoc muscorum). Además Microcoleus chthonoplastes, Symploca muscorum, Phormidium minnesotense, etc. y algunos frústulos de diatomeas. En es-

te bioderma se identificaron 9 especies.

Estación N°54: estas costras algales desarrolladas sobre suelo salino muestran en la superficie una red de filamentos entreverados, gruesos y rojizos (Porphyrosiphon notarisii), entre los cuales se destacan glomérulos muy oscuros que se gelifican al humedecerlos (Nostoc sp.). Entre esas especies y por debajo de ellas, los filamentos de Microcoleus chthonoplastes, M. paludosus, M. vaginatus, Symploca muscorum, Schizothrix stricklandii, etc., contribuyen con sus vainas a compactar esta costra algal. Se identificaron 15 especies de algas azules; además se observaron algunos musgos y frústulos de diatomeas.

Estación N°68: biodermas gruesos en cuya superficie se destaca Porphyrosiphon notarisii por el color rojizo de sus filamentos, entre los cuales, después de humedecerlos, se observó Symploca muscorum de color verde azulado intenso y los gruesos filamentos de M. chthonoplastes, M. vaginatus, Schizothrix stricklandii, etc. Se identificaron 11 taxones y algunos frústulos de diatomeas.

Estación N° 72: costras delgadas como hojuelas, con la superficie de color oscuro casi negro. Al humedecerlas se nota claramente que la capa algal superficial que se gelifica es muy fina y de color pardo, y que por debajo hay una maraña de filamentos

entre los cuales se destacan los gruesos cordones, unos de color verde azulado intenso de M. chthonoplastes y otros de color pardusco de M. vaginatus.

Este bioderma muestra una verdadera estratificación algal: en la superficie un estrato casi continuo de Nostoc sp., ya como crecimientos chatos muy extendidos (N. commune) o como agregados globosos aislados o coalescentes (Nostoc sp.) y algunos filamentos rojizos de Porphyrosiphon notarisii, etc., cuyas vainas contribuyen a retener y cementar los agregados del suelo. Se identificaron 11 especies de algas azules, además de algunos frústulos de diatomeas y musgos.

Estación N° 76: en este caso se observó también una estratificación algal: en la superficie una capa de Nostoc sp., como agregados celulares oscuros aislados o más o menos coalescentes, y por debajo una red de filamentos entreverados de color verde azulado intenso formada por numerosas especies: Microcoleus chthonoplastes, M. paludosus, M. vaginatus, Lyngbya aerugineo-caerulea, L. martensiana, Oscillatoria anguina, Schizothrix calcicola, S. acutissima, S. stricklandii, etc.

Desde el punto de vista florístico, este bioderma es el que presenta mayor número de especies (24).

Además se observaron frústulos de diatomeas y en la superficie escasos filamentos de una clorofícea no ramificada, posible-

mente Ulothrix sp.

Estación N° 96: al humedecer este bioderma, se observaron en la superficie agregados, extendidos, chatos de color verde pardusco (Coccochloris stagnina) y otros globosos, pequeños, oscuros, de superficie rugosa, aislados o coalescentes (Nostoc sp). Entre estas especies y por debajo de ellas numerosos filamentos entreverados de M. chthonoplastes, M. paludosus, M. vaginatus, Lyngbya aestuarii, Oscillatoria formosa, Scytonema hofmanni, etc. Se identificaron 17 taxones; además de algunos frústulos de diatomeas.

Estación N° 106: como en los biodermas de las estaciones 72 y 76, en éste también se observó estratificación algal: en la superficie un crecimiento chato, membranoso, extendido y oscuro de Nostoc commune y por debajo la maraña de especies responsables de la formación del bioderma (M. chthonoplastes, M. paludosus, M. vaginatus) y otras como Lyngbya aerugineo-caerulea, L. martensiana, Porphyrosiphon notarisii, Symploca muscorum, Scytonema guyanense, etc. cuyas vainas también contribuyen a consolidar los agregados del suelo. Se identificaron 13 especies. Además se observaron escasos frústulos de diatomeas y algunos filamentos de Ulothrix sp.

Estación N° 171: en este bioderma predomina Porphyrosiphon



notarisii, siendo muy abundantes Microcoleus chthonoplastes, Symploca muscorum y Schizothrix stricklandii. Se determinaron 6 especies.

Estación N°184: las características de este bioderma son similares a las del N° 54, con algunos otros componentes algales: en la superficie predominan Porphyrosiphon notarisii y Scytonema guyanense, entre cuyos filamentos se destacan los glomérulos oscuros de Nostoc sp. y diversas especies como M. chthonoplastes, M. paludosus, M. vaginatus, Symploca muscorum, Schizothrix stricklandii, Lyngbya digueti, etc. Se identificaron 14 taxones; además algunos frústulos de diatomeas, y en la superficie algunos musgos y líquenes.

2- OBTENCION DE BIODERMAS EN EL LABORATORIO: para cada una de las paradas estudiadas se prepararon 6 cajas de Petri conteniendo (c/u) 40 gr de suelo molido estéril (1h a 120° C y 1 atm) subyacente al bioderma (b). Dicho suelo se humedeció con agua de canilla estéril. Tres cajas fueron sembradas estérilmente con 2 ml c/u de una suspensión (1 mg/ml de agua destilada estéril) del bioderma superficial (a) correspondiente, el cual había sido secado al aire y triturado en mortero. Las otras tres cajas quedaron como testigos. Todas las cajas fueron regadas con

agua de canilla estéril (ph 7,5 a 8) durante 4 meses y mantenidas a la luz de tubos fluorescentes y a la temperatura del laboratorio.

Al cabo de ese período se suspendió el riego y se verificó el grado de crecimiento de los biodermas, tomando como índice el porcentaje de cobertura de la superficie inoculada. Las cajas se mantuvieron cerradas hasta desecación total, luego de lo cual se separó en cada caja el material algal del suelo subyacente.

### 3- ESTUDIO DE LAS PELICULAS ALGALES OBTENIDAS

3.1- Estudio florístico: para el estudio florístico de las películas algales obtenidas con las muestras de las paradas 72, 76 y 106, se humedeció el material en cajas de Petri observándolos de inmediato con el objeto de identificar las especies predominantes. La observación, a cargo de la Dra. D.R. de Halperin, se continuó durante varios días a fin de completar lo más exhaustivamente posible el reconocimiento de las especies presentes con especial énfasis en las especies formadoras de biodermas y en las presuntivas fijadoras de N atmosférico.

En cada una de las muestras el grado de presencia de las diversas especies se indicó mediante los siguientes símbolos: ± escaso; + frecuente; ++ abundante y +++muy abundante.

3.2- Determinación de la integridad: para comprobar si el crecimiento algal obtenido constituye biodermas, se colocaron las muestras en cajas de Petri conteniendo agua destilada estéril (Bond y Harris, 1964). A las 24 horas se determinó si la película algal se mantenía compacta y sin desintegrarse.

3.3- Determinación del porcentaje de nitrógeno: la película algal ya separada del suelo subyacente se molió en mortero. El porcentaje de nitrógeno de todas las muestras se determinó por la técnica de micro-Kjeldahl y colorimetría que se detalla a continuación.

La técnica corresponde a la descrita por Lang (1958) y Jones (1960), con algunas modificaciones comunicadas verbalmente por el Lic. Jorge Duville (CIBIMA, INTI), y otras elaboradas en nuestro laboratorio.

El método consiste en: digestión ácida de la muestra (descomposición de la materia orgánica nitrogenada en agua, anhídrido carbónico y amoníaco), nesslerización y medición del color resultante. Con este método se puede detectar de 1 a más de 1000  $\mu$  de nitrógeno.

Reactivos: Las drogas usadas son analíticas, y el agua desio

nizada y destilada por destilador de vidrio con agregado de per-  
manganato de potasio.

1- Mezcla para digestión: las siguientes drogas se combinan  
en el orden dado:

sulfato de potasio-----40 g  
selenio metálico----- 0,3 g  
agua destilada-----hasta 250 ml  
ácido sulfúrico concentrado -----250 ml  
sulfato de cobre 1M ----- 20 ml

El selenio metálico se disuelve previamente en un balón  
Kjeldahl a temperatura media (100-150° C) durante 30 minutos en  
20 a 30 ml de ácido sulfúrico concentrado.

2- Reactivo de Nessler: 7 g de ioduro mercúrico y 5 g de io-  
dureto de potasio se disuelven en agua; luego se completa con agua  
hasta 500 ml, dejando esta solución en heladera y oscuridad du-  
rante 12 horas. Se separa con papel de filtro común el exceso de  
ioduro mercúrico. Al filtrado se le agrega 160 ml de una solución  
acuosa al 1% (peso en volumen) de goma arábiga (1). Se comple-  
ta con agua hasta 1500 ml. La solución debe protegerse de la luz.  
Inmediatamente antes de usar, una alícuota de esta solución se  
diluye con igual volumen de hidróxido de sodio 2N.

---

(1) Cumple la función de estabilizar el complejo coloreado que se  
forma en la reacción de Nessler (Jones, 1960).

3- Soluciones standard de:

a- Sulfato de amonio: 19,65 g de sulfato de amonio anhidro, previamente secado en desecador, se disuelven y llevan a 250 ml en una solución de ácido sulfúrico 0,2 N. Para preparar los standar se hacen diluciones que contendrán cantidades conocidas de sulfato de amonio.

b- Lisina: 652 mg se disuelven en 100 ml de agua.

Equipo

A- Aparato para digestión: como elemento calefactor se usa un sistema de resistencias en serie que mantienen un baño de arena a 320° C. Las muestras colocadas en tubos de ensayo comunes (15 x 150 mm) se introducen hasta una profundidad de 2,5 cm en la arena. Esto permite que cada tubo actúe simultáneamente como condensador, dando una adecuada área de reflujo. El aparato usado permite el procesamiento simultáneo de varias muestras.

B - Fotocolorímetro: se usó el modelo "Spectronic 20" de Bausch y Lomb.

Procedimiento: en cada tubo de ensayo se colocan 30 mg de muestra (suelo o bioderma) y 1 ml de mezcla para digestión. Estos tubos, junto con otros que contienen soluciones standard, se colocan en el baño de arena hasta que la temperatura alcanza 320°C, y se los mantiene a esta temperatura por 1 h 30 min. a 2 h. Para los standard son suficientes 30 min. Luego se retiran los tubos y se los deja enfriar a temperatura ambiente. Cada tubo se diluye en la forma necesaria para hacer las lecturas en el fotocolorímetro. Se toma una alícuota de 3 ml de esta solución y se mezcla con 4 ml de solución de Nessler, se deja en reposo por 10 minutos en oscuridad, y luego se lee la densidad óptica a 420 m $\mu$  en el fotocolorímetro.

A partir de la curva de calibración hecha con los standard de sulfato de amonio se calcula el contenido de nitrógeno de las muestras.

Todas las determinaciones se hacen por duplicado.

#### 4- ESTUDIO DEL SUELO SUBYACENTE A LAS PELICULAS

ALGALES OBTENIDAS: para cada caja de Petri se morderé el suelo subyacente a la película algal a fin de realizar los siguientes estudios:

4.1- Determinación del pH: se efectuó en suspensiones

acuosas, utilizando la relación suelo: agua de 1:1 (Bülman et Jensen, 1927 según Jackson, 1964). A una muestra de 4 g de suelo se añadió 4 ml de agua destilada hervida, agitando la suspensión antes de sumergir el electrodo. Se utilizó un pHmetro/titulado Altronix, modelo P.M.

4.2- Determinación del porcentaje de nitrógeno: por la técnica de micro-Kjeldahl y colorimetría (punto 3.3).

5- ESTUDIO ESTADÍSTICO: los datos obtenidos fueron estudiados estadísticamente por el personal del Laboratorio de Estadística de la Facultad de Ciencias Exactas y Naturales (UBA).

## PARTE II.

1- MUESTRAS: se trabajó con muestras de 5 suelos provenientes de las provincias de Catamarca, San Juan, Santiago del Estero, Salta y Chubut. En la nómina siguiente se consignan las características de cada uno, proporcionadas por el Inta de cada localidad a cuyo cargo estuvo la recolección y envío de las muestras.

Catamarca: Estación Experimental Agropecuaria Catamarca. Muestra de suelo correspondiente a un sector de la Estación Experimental, alejada del pisoteo. A su alrededor se realizan

alternativamente cultivo de hortalizas, algodón, cebada y vicia. El suelo de las inmediaciones está bajo cultivo desde hace 16 años. Desde ese momento se le efectúan las labores culturales que en cada caso son necesarias (aradas, rastreadas, cincelados, etc.). La distancia que media entre el sector desde donde se extrajo la muestra y la parte cultivada es de aproximadamente 30 metros.

San Juan: Estación Experimental Agropecuaria Villa Aberastain. Muestra extraída de un suelo cuyo último cultivo fue de algodón, hace 5 años. La muestra corresponde a la profundidad de 0,00 a 0,10 m y fue sacada de la unidad cartográfica Complejo el Salado (Co.Es), del Estudio del Suelo y Drenaje que realizara sobre 251.000 ha en el Valle del Tulum, finalizado en el año 1976 y efectuado por un convenio entre dicha Institución y el Gobierno de la provincia de San Juan. El perfil más representativo de esta unidad cartográfica es el constituido por un suelo hasta aproximadamente 0,70 m de profundidad, de textura franco arcillosa, franco limosa o franco arenosa, sobre un subsuelo constituido por gravas, gravillas o rodados de origen coluvial. Como la mayoría de los suelos del citado Valle, éstos son de origen aluvial, con una gran heterogeneidad en su distribución, correspondiendo aclarar además, que éstos no son los más



representativos, dado que la mayoría de los suelos del Valle del Tulum son salino-sódicos. Es decir, que estos suelos al contar con un subsuelo de permeabilidad rápida a muy rápida, tienen una buena lixiviación de las sales producidas por riego.

Santiago del Estero: Estación Experimental Agropecuaria La Banda.

Muestra de suelo procedente de un sector del predio de esta Estación Experimental.

Muestra superficial 0,00 a 0,30 metros, obtenida en la trocha de una antigua plantación de citrus y cuyas labores culturales en la misma se reducen a trabajos mínimos de mantenimiento. No hay, por lo tanto, historia de cultivos, rotaciones ni tratamientos, excepto las rutinas de riego que anualmente se llevan a cabo: tres o cuatro riegos por año. Todos los suelos del área están afectados por sales.

Salta: Estación Experimental Regional Agropecuaria (E.E. R.A.) Salta. Departamento Cerrillos.

Muestra de suelo correspondiente a un sector de la Estación Experimental, cultivado con alfalfa en 1962 hasta 1965, posteriormente y hasta la fecha sin uso para cultivos ni pastoreo. Posee la zona un régimen de lluvias entre 580 y 600 mm promedio/año. La recolección de la muestra estuvo a cargo del Ing. Agr. B. H. Colina.

Chubut: Estación Experimental Agropecuaria Trelew.

Muestra de suelo de meseta intermedia, 18 metros sobre el nivel del mar, con cobertura de monte natural; correspondiente al predio de la Estación Experimental.

Biodermas utilizados como inóculo: Son los correspondientes a las paradas 72-76 y 106 obtenidos en la parte I. Serán designados como 72", 76" y 106".

2- OBTENCION DE BIODERMAS EN LABORATORIO: para cada uno de los suelos citados se prepararon 16 cajas de Petri conteniendo cada una 40 g de suelo estéril (1 hora en autoclave a 120 °C y 1 atm.) previamente mortereado y tamizado, cuyo pH se determinó por la técnica citada en el punto 4.1 de la parte I. Cada una de ellas se humedeció con agua de canilla estéril pH 8. Luego, cada una fue sembrada estérilmente con 2 ml de una suspensión de bioderma obtenida como se indicó en la parte I (1 mg/ml de agua destilada estéril). Cuatro cajas fueron inoculadas con el bioderma 72', cuatro con el 76' y cuatro con el 106', quedando otras cuatro como testigo, a éstas últimas se les agregó 2 ml de agua de canilla estéril para mantener el mismo nivel de líquido que en las cajas inoculadas. Todas las cajas fueron regadas con agua de canilla estéril durante 4 meses y expuestas a la luz de tubos fluorescentes y a la temperatura del

laboratorio (Fotos N°1 y 2). Al cabo de ese período se suspendió el riego y se verificó el grado de crecimiento de los biodermas, tomando como índice el % de cobertura de la superficie inoculada. Luego se separó en c/caja el material algal del suelo subyacente los cuales se dejaron en cajas cerradas hasta desecación total.

### 3- ESTUDIO DE LAS PELICULAS ALGALES OBTENIDAS:

3.1- Estudio florístico: la técnica utilizada para el estudio florístico de los biodermas obtenidos en los suelos seleccionados (Catamarca y Salta) es idéntica a la detallada en el punto 3.1 de la Parte I. Estuvo a cargo de D.R. de Halperin y se realizó con especial énfasis en las especies formadoras de biodermas y en las presuntivamente fijadoras de nitrógeno atmosférico.

3.2- Determinación de la integridad de los biodermas: idem punto 3.2 de la parte I.

3.3- Determinación del % de N: idem punto 3.3 de la parte I.

4 - ESTUDIO DEL SUELO SUBYACENTE A LAS PELICULAS ALGALES OBTENIDAS: idem punto 4 de la parte I.

5 - ESTUDIO ESTADISTICO: idem punto 5 de la parte I.

Foto 1



Foto 2



### PARTE III

#### 1- Algalización

Se prepararon dos bandejas, cada una con 1.200 g de suelo de la Estación Experimental del INTA de Salta, las cuales fueron humedecidos con 350 ml de agua de canilla estéril. Una de ellas se utilizó como testigo. La otra fue inoculada con 60 ml de una suspensión preparada con 60 mg del bioderma 76' (Se tomó 20 mg de cada una de las cajas) en 60 ml de agua destilada estéril.

Las bandejas (cubiertas con vidrio) fueron colocadas a la luz de tubos fluorescentes, a 30 cm de la fuente, y a la temperatura del laboratorio. Se las regó con agua de canilla estéril (pH 7,5). Al cabo de 4 meses se las dejó secar al aire.

El suelo seco (testigo y algalizado) fue molido en mortero y pasado por cernidor de 1 mm<sup>2</sup> de malla para homogeneizarlo. Se tomó una alícuota de cada uno para determinar el porcentaje de nitrógeno con la técnica de MicroKjeldahl ya descrita.

#### 2- Obtención de las plantas y evaluación del tratamiento

Se prepararon 8 macetas conteniendo cada una 40 g de vermiculita como soporte inerte en la parte inferior, sobre la cual se agregó 130 g de suelo testigo (punto 1); y 8 macetas contien

do cada una 40 g de vermiculita y 130 g de suelo algalizado (punto 1) con la misma distribución.

Las 16 macetas se llevaron a capacidad de campo y luego se sembraron con 5 "semillas" (frutos) cada una de Beta vulgaris var. cicla obtenidas en el comercio. Se colocaron en una cámara de cultivo Modern Lab con temperatura, período de luz y humedad controladas (26-28°C; 12 h de luz-12 h de oscuridad; y 65% de humedad, respectivamente). A los 5 días se calculó el porcentaje de germinación. Se las regó por 60 días con agua de canilla estéril. Luego se segaron las plantas para evaluar en la parte aérea de las mismas el peso seco (en estufa a 105°C hasta peso constante) con el cual se determinó el contenido de nitrógeno del vástago en porcentaje, por el método de MicroKjeldahl y colorimetría ya descrito.

RESULTADOS Y CONCLUSIONES

PARTE I

1- Desarrollo de la película algal

CUADRO N° 1: desarrollo superficial de la película algal. Observación macroscópica a los 4 meses de la inoculación. (% de cobertura).

PARADA	CAJA N° 1	CAJA N°2	CAJA N°3
72'	100	100	100
76'	75	100	75
106'	75	75	75
96'	25	25	25
35'	50	50	50
68'	60	60	60
54'	75	60	65
184'	40	50	50
171'			

En el Cuadro N°1 podemos observar que las cajas inocula

das con suspensiones de biodermas provenientes de las paradas N° 72, 76 y 106 presentan el desarrollo más abundante (75-100%). En cambio, las inoculadas con la suspensión algal correspondiente al bioderma de la parada N° 171 no presentan desarrollo macroscópico de la película y por lo tanto no se analizaron posteriormente. Las restantes cajas presentan desarrollos intermedios cuyos valores oscilan entre el 25% y el 75%. Los biodermas obtenidos en esta parte del trabajo se denominarán con el número de la parada del bioderma original, con apóstrofo.

El estudio florístico de los tres biodermas con mayor porcentaje de cobertura (N° 72', 76' y 106') fue realizado por la Dra. Delia R. de Halperin.

En la película algal 72' (originada por el inóculo de la parada N° 72) se identificaron las siguientes especies:

Oscillatoriaceae:

- \* Lyngbya aestuari (Mertens) Liebman (+++)
- \* Lyngbya digueti Gomont (+++)
- Microcoleus chthonoplastes (Mertens) Thuret (+)
- Oscillatoria limnetica Lemmermann (+++)

---

\* No se identificó en el inóculo.



- Schizothrix calcicola (Agardh) Gomont (+++)  
\* Schizothrix stricklandii Drouet (++)  
Symploca muscorum (Agardh) Gomont (+++)

Scytonemataceae:

Scytonema hofmanni Agardh ex Born. et Flahault (+)

En el bioderma original (que se utilizó como inóculo) se habían citado además: Coccochloris stagnina Sprengel, Microcoleus vaginatus (Vaucher) Gomont, Phormidium retzii (Agardh) Gomont, P. tenue (Meneghini) Gomont, Porphyrosiphon notarisii (Meneghini) Gomont, Nostoc commune Vaucher y Nostoc sp.

Cabe destacar que las especies con asterisco no habían sido identificadas en los biodermas de la naturaleza (Halperin et al., 1976). Es decir que de once taxones observados originalmente sólo aparecen cuatro en este ensayo, estableciéndose la presencia de cuatro especies nuevas, una de las cuales, Scytonema hofmanni es considerada como buena fijadora de nitrógeno en aerobiosis.

En la película algal 76' se observaron las siguientes espe

Oscillatoriaceae:

---

\* No se identificó en el inóculo.

<u>Lyngbya aerugineo-caerulea</u> (Kütz.) Gom.	(+++)
<u>Lyngbya martensiana</u> Meneghini	(±)
<u>Oscillatoria limnetica</u> Lemmermann	(±)
<u>Phormidium minnesotense</u> (Tilden) Drouet	(±)
<u>Schizothrix calcicola</u> (Agardh) Gomont	(++)
<u>Schizothrix stricklandii</u> Drouet	(±)

Scytonemataceae:

- \* Scytonema hofmanni Agardh ex Born. et Flahault (±)

En el bioderma original (Nº76) se había citado además:

Anacystis montana (Lightf.) Dr. et Daily, Coccochloris stagnina Sprengel, Lyngbya allorgei Frémy, L. aestuari(Mertens) Liebman, L. digueti Gomont, Microcoleus chthonoplastes (Mertens) Thuret, M. paludosus (Kütz.) Gomont, M. vaginatus (Vaucher) Gomont, Oscillatoria amphibia Agardh, O. anguina (Bory) Gomont, O. articulata Gardner, O. brevis (Kütz.) Gomont, O. geitleri Frémy, O. laetevirens Crouan, O. sub-brevis Schmidle, Phormidium laminosum (Agardh) Gomont, Schizothrix acutissima Drouet y Nostoc sp.

Scytonema hofmanni (\*) no había sido identificado en el bioderma utilizado como inóculo. Es decir que de los 24 taxones originales en la parada Nº 76, sólo aparecen 6 en esta etapa.

En la película algal 106 se identificaron las siguientes especies:

Oscillatoriaceae:

<u>Lyngbya aerugineo-caerulea</u> (Kütz.) Gomont	(+)
<u>Lyngbya aestuari</u> (Mertens) Liebman	(+)
<u>Lyngbya martensiana</u> Meneghini	(+)
<u>Microcoleus chthonoplastes</u> (Mertens) Thuret	(±)
<u>Microcoleus paludosus</u> (Kütz.) Gomont	(++)
* <u>Schizothrix calcicola</u> (Agardh) Gomont	(++)
<u>Symploca muscorum</u> (Agardh) Gomont	(++)

Scytonemataceae:

Scytonema guyanense (Montagne) Born. et Flah. (++)

En el bioderma original (Nº 106) se había citado además:

Lyngbya digueti Gomont, Microcoleus vaginatus (Vaucher) Gomont, Oscillatoria limosa Agardh, Phormidium tenue (Meneghini) Gomont, Porphyrosiphon notarisi (Meneghini) Gomont, Nostoc commune Vaucher, no habiendo observado Schizothrix calcicola (Agardh) Gomont. (\*).

De las 13 especies originales prosperaron sólo 7, identificándose una especie no citada anteriormente: Schizothrix calcicola.

Como la ganancia de nitrógeno del suelo subyacente al bioderma 35' fue muy elevada, también se realizó el estudio florístico de esta película algal, a pesar de que el desarrollo de la misma fue sólo del 50% (Cuadro N° 1). En las tres cajas se identificó Schizothrix calcicola (+++) pero no se pudo verificar la presencia de especies fijadoras de nitrógeno atmosférico.

El buen crecimiento observado después de más de 10 años de conservados los biodermas secos, destaca la alta resistencia de las algas azules a condiciones extremas. Esto concuerda con lo citado para especímenes aislados de material de herbario que perduraron durante períodos muy prolongados de sequía, 20-80 y hasta más de 100 años; así como con otras observaciones sobre la resistencia de estas algas (Bristol, 1919; Lipman, 1941; Becquerel, 1942; Cameron, 1962 y 1963; Cameron y Blank, 1966a; Fogg, 1969; Parker et al., 1969). En las cianofíceas, la presencia de gruesas vainas mucilaginosas, la alta viscosidad del gel protoplasmático, la eventual formación de acinetas así como la gran producción de mucílago serían las características morfológicas responsables de su resistencia a condiciones extremas (temperatura, alta salinidad y largos períodos de sequía).

El buen desarrollo observado en las cajas correspondientes a los biodermas 72', 76' y 106' podría explicarse por la pre-

sencia de especies con vainas ya sean firmes o mucilaginosas que les habría permitido perdurar y adaptarse a nuevas condiciones de crecimiento. Cabe destacar que a pesar de haber sido inoculadas en el mismo suelo en que se encontraban en la naturaleza, estuvieron sujetas a una humedad elevada, en cajas de Petri, lo cual modifica fundamentalmente las condiciones ambientales originales.

Por otra parte, si bien no desarrollaron las especies de Nostoc identificadas en el inóculo, éstas fueron probablemente reemplazadas en su función por Scytonema hofmanni y S.guyanense, reconocidas como buenas fijadoras de nitrógeno atmosférico, las cuales contribuyeron a un mayor desarrollo de la película algal.

La falta de crecimiento en las cajas correspondientes a la parada N° 171 podría deberse a que en el inóculo original predominaba Porphyrosiphon notarisii con muy pocas especies acompañantes. Esta especie y sus acompañantes probablemente serían poco resistentes a las condiciones de almacenamiento dadas. Cabe señalar que P. notarisii estando presente en las paradas N° 76 y 106, tampoco prosperó. Otro factor que podría haber contribuido a la falta de desarrollo algal es el valor bajo del pH del suelo, que aunque es del mismo orden del que se midió en la

naturaleza, no estuvo sujeto a los cambios que ocurren en condi  
ciones naturales (lluvia, deyecciones, etc.) y que permitieron  
su desarrollo original. Esto coincide con las observaciones de  
varios autores que no encontraron crecimiento de cianofíceas en  
pH ácido (Stokes, 1940; Granhall y Henriksson, 1969; Granhall,  
1970; Brock, 1973). No podemos descartar, por otra parte, el  
tiempo de crecimiento, que puede no haber sido suficiente en es  
te caso particular, como para permitir el desarrollo de la pelcu  
la.

En los biodermas N° 72, 76 y 106 recogidos en la natural  
leza se identificaron 11, 24 y 13 taxones respectivamente. Lueg  
o de inoculados en el laboratorio, a fin de obtener nuevamente  
la formación de biodermas, se observó (Cuadro N° 1) que los porl  
centajes de cobertura eran, en promedio, 100% para el 72'; 83%  
para el 76' y 75% para el 106'. Con el inóculo de la parada N°  
96, con 17 taxones presentes en la observación original, se obt  
uvo el bioderma 96' con un 25% de cobertura y con el N° 35,  
con 9 taxones identificados previamente, un 50% (35'). De lo  
expuesto podemos concluir que el porcentaje de cobertura no de  
pendería del número de taxones inoculados sino de las condicio  
nes intrínsecas de las especies: velocidad de crecimiento, resis  
tencia al almacenamiento en seco (viabilidad), capacidad de a  
daptación, de recuperación y de competencia.

Además se ha observado que el número de taxones presentes en las películas algales obtenidas en el laboratorio ha disminuido en las tres paradas en las cuales se realizó la identificación microscópica, aún considerando la aparición de especies no identificadas previamente. Esto podría explicarse por las razones antedichas. La identificación de nuevas especies coincide con lo observado por Mulé et al. (1979) al realizar el aislamiento de especies fijadoras de  $N_2$  de estos mismos biodermas (Nº 72, 76 y 106). Dichas autoras comprobaron que especies no identificadas en los biodermas originales, aparecieron en sus cultivos. Por ejemplo Scytonema hofmanni creció en los cultivos de las tres estaciones a pesar de no haber sido identificada en la observación directa de los biodermas respectivos. En nuestro caso nuevamente fue encontrada en las películas algales 72' y 76' provenientes de las paradas Nº 72 y 76. Coincidentemente, inferimos que en los cultivos pueden aparecer especies que pasaron inadvertidas en la observación directa, posiblemente por encontrarse en muy pequeño número o como hormogonios de difícil ubicación sistemática, en tanto que otras, predominantes a la observación directa, pueden crecer o no cuando se las cultiva.

Consideramos que con inóculos de los biodermas Nº 72,

76 y 106 hemos obtenido en el laboratorio películas algales que representan un estado incipiente en la formación de biodermas. En dichas películas predominan las Oscillatoriaceae, observándose especies de Microcoleus y/o Schizothrix, ambas con vainas mucilaginosas, importantes en la consolidación de los agregados del suelo (Cameron, 1966a; Halperin, 1969). Además se encuentran representantes de los géneros Lyngbya, Scytonema y Symploca con vainas firmes que actúan formando la trabazón que retiene los gránulos del suelo a manera de malla y que al gelificarse también aglutinan las partículas del suelo. Es decir que se encuentran las especies responsables de los dos factores necesarios para la formación de un bioderma (Halperin, 1969).

Además de la presencia de especies formadoras de biodermas, otro aspecto importante es que una verdadera costra no se desintegra al humedecerla (Bond y Harris, 1964). Las pruebas de este tipo realizadas con los biodermas incipientes obtenidos en laboratorio en esta primera etapa, indican que si bien parte del suelo adherido a las películas se desmorona por efecto del humedecimiento, las películas a pesar de ser delgadas (< 1 mm) se mantienen firmes y con numerosos gránulos de suelo adheridos a las vainas. Los llamamos por este motivo biodermas incipientes, pues consideramos que con un mayor tiempo de riego y desecación



alternados podrían alcanzar los grosores que se observan en los biodermas recogidos en sus ambientes naturales, debido a un mayor grado de consolidación del material suelto por un desarrollo algal más abundante. (1-2 mm: Halperin et al., 1976; 2-4 mm: Fletcher y Martin, 1948; 6 mm: Booth, 1941; 5-10 mm: Shields et al., 1957). Las paradas N° 72, 76 y 106 presentaban en la naturaleza biodermas estratificados; los correspondientes obtenidos en el laboratorio: 72', 76' y 106' no presentan estratificación ya que carecen de una capa superficial de Nostoc sp .

Sería de interés, en un trabajo posterior, estudiar el tiempo requerido para la obtención de un bioderma estabilizado.

## 2- pH del suelo (estudio estadístico)

Teniendo en cuenta que las tres determinaciones hechas en los suelos testigos de cada parada daban siempre el mismo valor, se consideró que el error de medición en los suelos testigo era despreciable. Por lo tanto para medir el efecto del bioderma, se restó de cada observación hecha en el suelo subyacente el valor observado en los suelos testigo de la misma parada. Luego se realizó un análisis de la varianza de un factor, se hicieron los tests de que la media general de los efectos es cero y de que las

CUADRO N° 2: pH de los suelos (en promedio)

BIODERMA	pH DEL SUELO ANTES DEL TRATAMIENTO	pH DESPUES DEL CRECIMIENTO ALGAL					
		TESTIGO			SUELO SUBYAC. AL BIODERMA		
		1	2	3	1	2	3
72'	6,3	6,1	6,1	6,1	6,3	6,2	6,2
76'	5,5	5,9	5,9	5,9	5,8	5,8	5,8
106'	6,0	6,3	6,3	6,3	6,0	5,7	6,0
35'	8,8	8,5	8,5	8,5	8,9	9,0	8,7
54'	6,0	5,9	5,9	5,9	6,1	6,1	6,0
184-	6,3	6,2	6,2	6,2	6,3	6,3	6,4
68'	7,6	7,6	7,6	7,6	7,8	7,8	7,6
96'	7,8	7,7	7,7	7,7	8,0	8,1	8,0

medias de los efectos para cada una de las ocho paradas son iguales.

FUENTE DE VARIACION	SUMA DE CUADRADOS	G.L.	CUADRADO MEDIO	TESTS F
MEDIA ENTRE PARADAS	0,2017	1	0,2017	20,1 (p<0,001)
ERROR	1,2883	7	0,1840	18,4(p<0,001)
	0,16	16	0,0100	

La media resultó significativamente distinta de cero, o sea que hay un efecto positivo en promedio, de los 8 biodermas considerados. También resultó significativa la diferencia entre los suelos subyacentes o sea que el bioderma tiene efectos distintos en los di

ferentes casos. Esto se debe a que hay suelos en los que se produce alcalinización (los más altos se aprecian en los subyacentes a los biodermas 35' y 96') y otros en los que hay descenso del pH (106').

Nuestras observaciones (alcalinización-acidificación) coinciden con las de Halperin et al. (1976) con respecto al pH a 10-15 cm por debajo del bioderma y el suelo superficial desnudo. Cabe destacar que existe poca información bibliográfica al respecto.

### 3 - Contenido de nitrógeno

En el Cuadro Nº 3 se consignan los resultados correspondientes al contenido de nitrógeno del suelo testigo, del suelo subyacente al bioderma y de la película algal, así como los incrementos en porcentaje.

#### 3.1- Estudio estadístico

Para hallar un intervalo de confianza para la diferencia entre los promedios de contenido de nitrógeno en los 8 suelos testigo y los tratados correspondientes y estudiar si esta diferencia era constante o dependía de las paradas se ajustó a los datos un modelo lineal de dos factores (tratamiento y parada) con tres ob-

CUADRO N° 3: Contenido de N promedio (%)

	INOCU- LO *	BIODER- MA	SUELO			TESTIGO
			SUBYACENTE		%Δ	
			% N	Δ		
72'	0,022	0,44	0,23	0,06	35	0,17
76'	0,020	0,70	0,23	0,07	44	0,16
106'	0,017	0,59	0,17	0,06	54	0,11
96'	0,004	0,42	0,21	0,10	91	0,11
35'	0,013	0,36	0,21	0,15	250	0,06
68'	0,006	0,36	0,18	0,08	80	0,10
54'	0,007	0,47	0,21	0,09	75	0,12
184'	0,007	0,37	0,23	0,07	44	0,16

\* Estos valores fueron calculados en base a los datos de % N de los biodermas originales (Halperin et al., 1976).

servaciones para cada combinación de los factores.

TABLA DE ANALISIS DE LA VARIANZA

FUENTE DE VARIACION	$\sum$ DE CUADRADOS	GRADOS DE LIBERTAD	CUADRADO MEDIO	F	P
PARADAS Diferencia entre los distintos suelos	0,02863	7	0,00409	31,67	< 0,001
TRATAMIENTOS	0,08234	1	0,08234	637,54	< 0,001
INTERACCION Parada/tratamiento	0,00876	7	0,00125	9,69	< 0,001
ERROR	0,00413	32	0,00013		

La diferencia entre la media del contenido de nitrógeno entre los suelos tratados y los testigos correspondientes es muy significativa ( $F_{1,32} = 637,5; p < 0,001$ ). Esto se hace evidente al observar los datos originales (Cuadro N° 3); en los 8 casos estudiados los valores del contenido de nitrógeno en los suelos tratados son superiores a los valores de los testigos, sin excepción alguna.

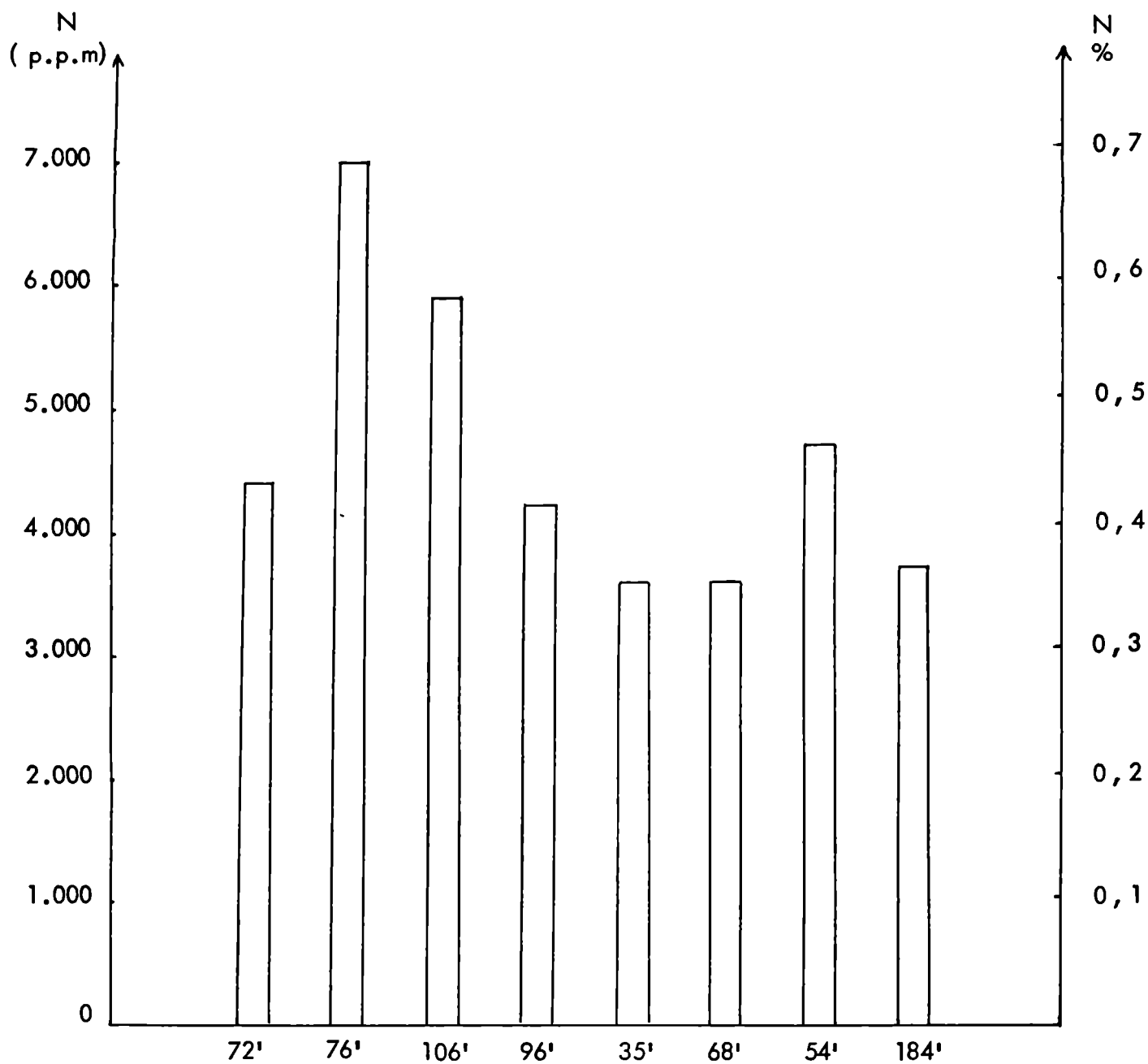
Por otra parte este estudio indica que hay diferencia entre los suelos de los 8 casos ( $F_{7,32} = 31,67$ ;  $p < 0,001$ ). La diferencia entre las medias de los suelos tratados y los testigos varía con la parada:  $F_{7,32} = 9,69$ ;  $p < 0,001$ .

### 3.2- Biodermas.

Los valores de nitrógeno a nivel del bioderma algal están comprendidos entre 0,36% (35' y 68') y 0,70% (76'), Gráfico N° 1. Estos valores son semejantes a los que Halperin et al. (1976) encontraron para biodermas de la naturaleza (los mismos que sirvieron de inóculo para este ensayo), que van desde 0,217 hasta 1,084%, siendo las muestras N° 72, 76 y 106 correspondientes a biodermas estratificados (0,98% de N promedio) las de mayor contenido de nitrógeno. En cambio nuestros valores son mayores que los observados por Fletcher y Martin (1948): 0,111%; Shields et al. (1957): 0,154 y 0,103% y Shields (1957): 0,276 y 0,126% de N.

Como se observa en el Cuadro N° 3, la cantidad de nitrógeno presente en el inóculo es de 0,004-0,022%. Dicho inóculo no llega a representar, en el mayor de los casos, más del 10% del monto de nitrógeno del suelo subyacente obtenido después del tratamiento. Por lo tanto dicho valor se considera despreciable.

Grafico N°1: Contenido de N promedio de bioderma obtenidos en el laboratorio, sobre los suelos originales.



Cabe destacar que no parece haber correlación entre el monto de nitrógeno inoculado y el de los biodermas resultantes. El porcentaje de nitrógeno en el bioderma así como la diferencia en el contenido de nitrógeno de los distintos biodermas obtenidos (por ejemplo el 72': 0,44%, 76': 0,70% y 106': 0,59% de N) no se debería en este caso a diferencias en la composición florística, dado que en los tres biodermas citados se identificaron prácticamente los mismos taxones. Debemos señalar, sin embargo, que se trató de suelos y probablemente de cepas diferentes lo cual determina diferencias en el crecimiento (factor determinado entre otras por el tiempo) y densidad algal, así como el desarrollo de cepas con porcentaje de nitrógeno, capacidad de fijación y fijación efectiva diferentes.

En las muestras de la naturaleza el contenido de nitrógeno de los biodermas estratificados (72, 76 y 106) que tenían una capa superficial formada por especies de Nostoc reconocidas como buenas fijadoras de nitrógeno atmosférico, es prácticamente el doble del obtenido en nuestro ensayo a partir de ellos (9.827 y 5.767 ppm de N respectivamente). Sin embargo, comparando los biodermas restantes obtenidos en el laboratorio con los no estratificados de la naturaleza vemos que los primeros tienen un contenido de nitrógeno promedio 28% mayor. Halperin



et al. (1976) observaron que el contenido de nitrógeno a nivel de los tres biodermas estratificados de la naturaleza fue 5 a 8 veces mayor que el del suelo subyacente al bioderma y suelos próximos superficiales sin cobertura algal, mientras que en nuestro caso los aumentos fueron de 1,6 a 3,5 veces en los diferentes biodermas, valores concordantes con los obtenidos por estas autoras para biodermas no estratificados.

En el bioderma 35' se obtuvo un valor de nitrógeno menor al observado en el de la naturaleza (35). Esto podría deberse entre otras cosas a que no hubo en nuestro ensayo aportes de deyecciones o restos vegetales que fueron observados en el bioderma original. Cabe señalar que este bioderma fue el que aportó más nitrógeno al suelo subyacente lo cual indicaría que las especies formadoras de la película liberan gran cantidad de sustancias nitrogenadas.

Shields en 1957 observó que el contenido de nitrógeno de los biodermas en la naturaleza fue, en suelos volcánicos, 4 veces mayor que el de las áreas próximas superficiales sin cobertura algal, mientras que en suelos áridos de pastoreo fue sólo 2 veces mayor.

Otros autores encontraron diferencias en el contenido de nitrógeno del bioderma y del suelo subyacente de: 1,06 a 4 veces;

4,5 a 6,7 veces; 7,5 a 8,5 veces, (Fletcher y Martin, 1948; Fuller et al., 1960; Cameron y Fuller, 1960; respectivamente).

### 3.3- Suelos.

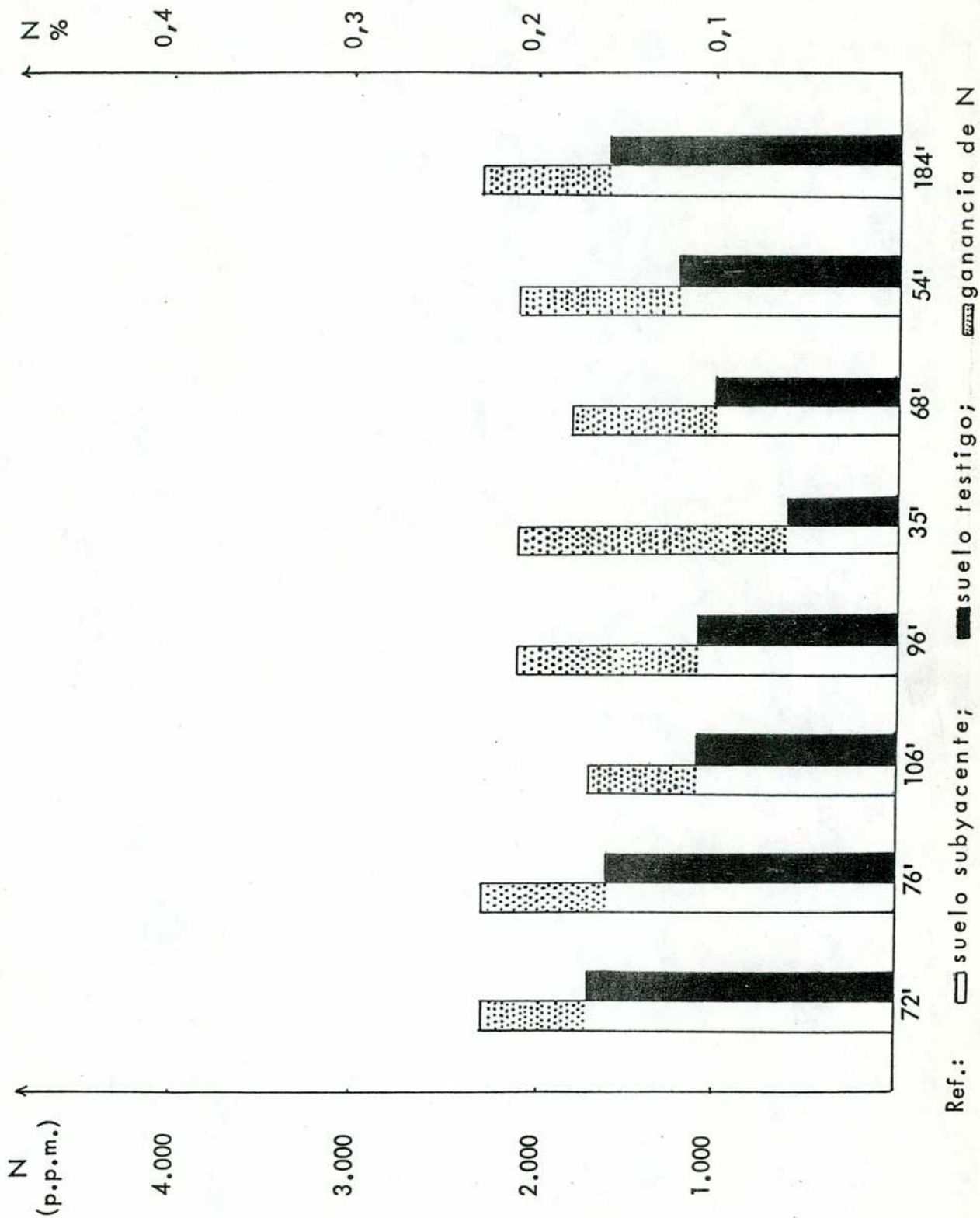
Los valores de nitrógeno del suelo subyacente luego del tratamiento, varían entre 0,17% y 0,23%, habiendo partido de suelos con contenidos de nitrógeno de 0,06% a 0,17%.

En todos los casos estudiados hay diferencias significativas entre el testigo y el suelo subyacente al bioderma (Gráfico N° 2), es decir que en todas las cajas inoculadas hubo ganancias de nitrógeno en un rango de 0,06% a 0,15% de N como consecuencia del desarrollo de la película algal superficial. Esta ganancia se debe a la actividad de especies fijadoras de  $N_2$  que como ya hemos mencionado introducen nitrógeno al sistema. La presencia de dichas especies se ha corroborado en los biodermas 72' y 76' donde se identificó Scytonema hofmanni y en el 106' donde estaba presente S. guyanense, ambas especies reconocidas como fijadoras de dinitrógeno.

Los restantes biodermas no fueron estudiados florísticamente, salvo el 35' que consideraremos más adelante.

Los aumentos en el contenido de nitrógeno del suelo subyacente representan desde un 35% hasta un 91% del nitrógeno del sue -

Gráfico N°2: Contenido de N de los suelos subyacentes a los biodermas obtenidos en el laboratorio sobre suelos correspondientes.



Ref.: □ suelo subyacente; ▨ suelo testigo; ■ ganancia de N

lo testigo, excepto en el caso del bioderma 35'. Este último determinó un 250% de ganancia en el contenido de nitrógeno; en este caso particular el estudio florístico no permitió establecer la presencia de especies fijadoras al momento de la observación (4 meses a partir de la inoculación). Es probable, sin embargo, que en las primeras etapas del desarrollo de la película algal hubieran crecido especies fijadoras más activas en este proceso como consecuencia del bajo contenido de nitrógeno del suelo utilizado (0,06%) y fueran las responsables del alto porcentaje de ganancia. Además, como ya hemos señalado, este bioderma presentó el menor porcentaje de nitrógeno al finalizar la experiencia (0,36%), por lo tanto, podría haberse dado un mayor pasaje de nitrógeno fijado en distintas formas, hacia capas superficiales. Es decir que restos de la masa celular de las especies fijadoras presentes al comienzo de la sucesión algal, así como los productos extracelulares nitrogenados habrían pasado con el riego al suelo subyacente. Esto no habría ocurrido en forma tan marcada en otros biodermas como el 72' donde aún permanecen viables las especies fijadoras y sólo presenta un 35% de ganancia en el contenido de nitrógeno. La fijación por dichas especies puede haber sido menor por tener el suelo un mayor porcentaje de nitrógeno (0,17%) que habría limitado la actividad de la ni-

trogenasa. Además, pudo haber quedado más nitrógeno fijado en la masa algal viva puesto que el bioderma en sí presentó un mayor porcentaje de nitrógeno (0,44) que el bioderma 35'. Otro apoyo a lo expuesto es el hecho de que el bioderma 35 de la naturaleza, a partir del cual se desarrolló el 35', no contenía Schizothrix calcicola prácticamente la única especie presente en este último. Esta observación nos indica que dicha especie podría cumplir ciclos, alternándose con especies fijadoras tales como Scytonema guyanense identificada en el bioderma original pero no en el 35'. Consideramos que hubo una gran actividad de especies fijadoras porque si bien el crecimiento es escaso (50% de cobertura) la ganancia de N en el suelo subyacente ha sido muy importante. Como ya dijimos esta gran actividad de fijación podría deberse a que se trata del suelo con más bajo contenido de N de los estudiados. El hecho de encontrar en este bioderma una única especie predominante: Schizothrix calcicola podría deberse al elevado pH del suelo ( $\approx 9$ ) que en las condiciones de nuestra experiencia no puede reducirse por pérdida de iones a capas inferiores como consecuencia de lluvias, o modificarse por acción bacteriana. Gupta (1970) ha estudiado una especie con características similares a Sch. calcicola: Microcoleus chthonoplastes, que prefiere pH muy alcalino. El bioderma 96',

que también tiene poca cobertura (25%), coincidentemente presenta un pH final de 8.

En el 68', donde también se observó un bajo porcentaje de nitrógeno a nivel del bioderma: 0,36%, se obtuvo una ganancia del 80% que si bien es elevada no alcanzó el monto del bioderma 35'posiblemente por una menor actividad de sus especies fijadoras dado que el suelo tenía un contenido mayor de nitrógeno (0,10%), lo cual como ya dijimos podría limitar la actividad de la nitrogenasa.

Halperin et al. (1976) no observaron una ganancia neta de aminonitrógeno en el suelo subyacente a los biodermas originales; sólo hubo un incremento del 0,01% en los biodermas estratificados y una pérdida del 0,026% en los no estratificados. Esto se debería a que en condiciones naturales el nitrógeno es perdido hacia niveles más profundos que los 20 cm, que fue el límite de profundidad a que se tomaron las muestras de suelo. El lavado así como otras formas de pérdidas de nitrógeno que ocurren en la naturaleza son poco probables en nuestras condiciones experimentales: cajas de Petri con aproximadamente 1 cm de espesor de suelo estéril. Además hay una influencia más directa de la película algal-pasaje de formas vegetativas o de resistencia desde la película al suelo subyacente por movilidad propia o debido al riego- ya que se determina este parámetro a sólo 1 cm de profundidad.

Si consideramos que la película algal se incorporará eventualmente al suelo, el aporte de nitrógeno será mayor. Nos referimos a las consideraciones de otros autores (Fletcher y Martin, 1948; Shields, 1957; Marathe y Anantani, 1975 y Halperin et al., 1976) que sostienen que la masa algal desarrollada es una ganancia potencial de materia orgánica y nitrógeno para el suelo.

De lo expuesto en esta primer parte podemos concluir que es posible obtener biodermas en el laboratorio a partir de inóculos de la naturaleza almacenados durante 10 años, debido a la alta resistencia de las cianofíceas, principales integrantes de los biodermas algales, a condiciones extremas. Además hemos establecido fehacientemente que dichos biodermas aportan nitrógeno al suelo subyacente, ya que hubo ganancias significativas en todos los casos estudiados, y consideramos que este aporte depende de la actividad de las especies fijadoras presentes en por lo menos una etapa del desarrollo de estas películas.

## PARTE II

En los Cuadros N° 4, 5 y 6 se consignan los resultados obtenidos con respecto a los siguientes parámetros: observación macroscópica del desarrollo de la película algal (% de cobertura); pH de los suelos antes y después del tratamiento y contenido de nitrógeno (en porcentaje) en la película desarrollada, en el suelo subyacente a la misma y en el testigo correspondiente, respectivamente.

### 1.- Desarrollo de la película algal.

Las películas algales desarrolladas a partir del inóculo proveniente del bioderma 72' presentaron un 100% de cobertura en los suelos de Catamarca, Santiago del Estero y Chubut. Las obtenidas con los biodermas 76' y 106' muestran un 100% de cobertura en los mismos suelos que el anterior y en el de Salta. Las películas algales originadas en el bioderma 76' son las que presentaron mayor porcentaje de cobertura en todos los suelos estudiados (100% en 4 de ellos y 95% en el restante). El inóculo proveniente del bioderma 106' desarrolló con un 100% de cobertura en todos los suelos analizados salvo en el de San Juan donde se observó un 30%. El correspondiente al bioderma 72' desarrolló con un 100% de cobertura salvo en los suelos de San Juan y Salta



(67,5% y 75% en promedio, respectivamente).

Los biodermas obtenidos en esta segunda parte se denominarán con el número de la parada del bioderma original, con dos apóstrofos.

CUADRO N\* 4: porcentaje de cobertura (en promedio).

BIODERMA			
SUELO	72"	76"	106"
Catamarca	100	100	100
San Juan	67,5	95	30
Sgo. del Estero	100	100	100
Salta	75	100	100
Chubut	100	100	100

En las fotos 3-7 se muestran los biodermas obtenidos y la cobertura algal alcanzada.

Foto 3: Biodermas obtenidos en el suelo de Catamarca (testigo, biodermas 72", 76" y 106" de izquierda a derecha).



Foto 4: Biodermas obtenidos en el suelo de San Juan (testigo, biodermas 72", 76" y 106", de izquierda a derecha).



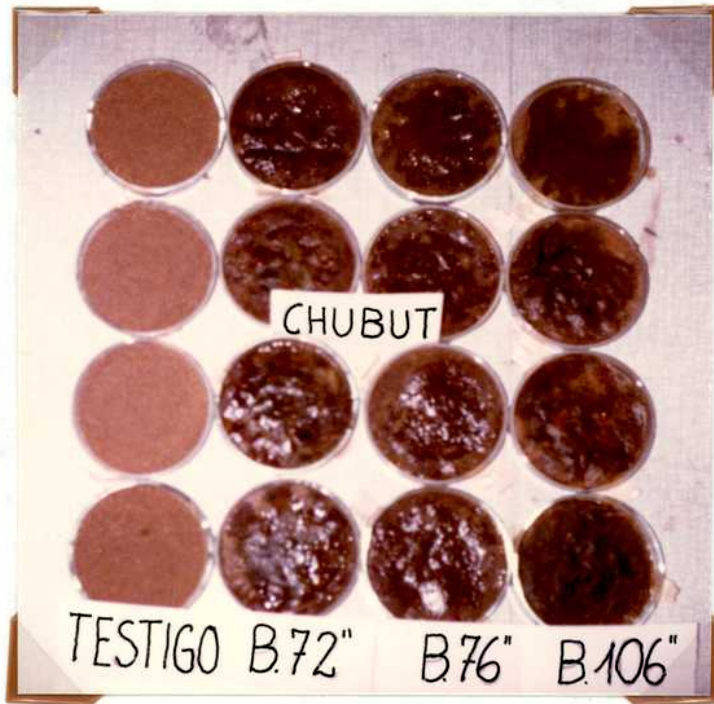
Foto 5: Biodermas obtenidos en el suelo de Santiago del Estero (testigo, biodermas 72", 76" y 106" de izquierda a derecha).



Foto 6: Biodermas obtenidos en el suelo de Salta (testigo , biodermas 72", 76" y 106", de izquierda a derecha respectivamente.)



Foto 7: Biodermas obtenidos en el suelo de Chubut (testigo, biodermas 72", 76" y 106", de izquierda a derecha, respectivamente.



Se realizó el estudio florístico de los biodermas desarrollados en los suelos de Salta y Catamarca.

En los suelos de Salta inoculados con el bioderma 72' se desarrolló una película algal consistente: 72", que presentó

Las mismas especies del bioderma 72' salvo Microcoleus chthonoplastes:

Oscillatoriaceae:

<u>Lyngbya aestuari</u>	(++)
<u>Lyngbya digueti</u>	(+++)
<u>Oscillatoria limnetica</u>	( $\frac{+}{-}$ )
<u>Schizothrix calcicola</u>	(+++)
<u>Schizothrix stricklandii</u>	( $\frac{+}{-}$ )
<u>Symploca muscorum</u>	(+++)

Scytonemataceae:

<u>Scytonema hofmanni</u>	(++)
---------------------------	------

En los suelos de Salta inoculados con el bioderma 76', se desarrolló una película algal consistente: 76'', que presentó las siguientes especies:

Oscillatoriaceae:

<u>Lyngbya aerugineo-caerulea</u>	(+)
* <u>Lyngbya allorgei</u>	(++)
<u>Phormidium minnesotense</u>	(++)

---

\* No se identificó en el inóculo.

Schizothrix calcicola (+++)

Schizothrix stricklandii (+)

Scytonemataceae:

\* Tolypothrix tenuis (+++)

Dos de estas seis especies no han sido encontradas en el bioderma 76': L. allorgei y T. tenuis, aunque la primera de ellas fue identificada en el bioderma original (76).

En los suelos de Salta inoculados con el bioderma 106' se desarrolló una película algal consistente: 106", que presentó las siguientes especies:

Oscillatoriaceae:

Lyngbya aerugineo-caerules (+)

\* Lyngbya aestuari (±)

Microcoleus paludosus (±)

Oscillatoria limnetica (±)

Schizothrix calcicola (+++)

Symploca muscorum (+++)

Scytonemataceae:

Scytonema hofmanni (+++)

---

\* No se identificó en el inóculo.

Tres de estas especies no han sido encontradas en el bioderma 106': L. aestuari, O. limnetica y S. hofmannii. La primera de ellas fué citada en el bioderma original.

Las películas algales desarrolladas en los suelos de Catamarca fueron más delgadas que las obtenidas en los de Salta.

En los suelos inoculados con bioderma 72' (película algal 72") desarrollaron todas las especies citadas para dicho bioderma en la parte I y Phormidium minnesotense, la cual no fue identificada en el bioderma 72 ni en el 72'.

Oscillatoriaceae:

<u>Lyngbya aestuari</u>	(++)
<u>Lyngbya digueti</u>	(++)
* <u>Phormidium minnesotense</u>	(+)
<u>Schizothrix calcicola</u>	(++)
<u>Schizothrix stricklandii</u>	(±)
<u>Symploca muscorum</u>	(++)

Scytonemataceae:

<u>Scytonema hofmanni</u>	(+++)
---------------------------	-------

---

\* No se identificó en el inóculo.

En los suelos inoculados con bioderma 76' (película algal 76") se desarrollaron las siguientes especies:

Oscillatoriaceae:

Schizothrix calcicola (+++)

Schizothrix stricklandii (+)

Scytonemataceae:

Scytonema hofmani (+++)

En estas películas no se presentaron: L. aerugineo-caerulea, L. martensiana, O. limnetica y Ph. minnesotense, si bien fueron encontradas en el bioderma original y en el 76'.

En los suelos inoculados con bioderma 106' (película algal 106") desarrollaron la mayoría de las especies citadas para dicho bioderma en la parte I:

Oscillatoriaceae:

Lyngbya aerugineo-caerulea (+)

Lyngbya aestuari (±)

Lyngbya martensiana (±)

Schizothrix calcicola (+++)

Schizothrix stricklandii (±)

Symploca muscorum (++)

No se detectó la presencia de Microcoleus chthonoplastes,



M. paludosus y Scytonema guyanense, mientras que en el bioderma original la primera de ellas se encontraba abundantemente, estando ausentes las otras dos.

Cabe señalar que a diferencia de lo ocurrido con los biodermas en la parte I de nuestro ensayo (cuyo inóculo había sido almacenado durante 10 años) y donde prosperan sólo algunas de las especies originalmente identificadas, en los obtenidos en la parte II se encuentran aproximadamente las mismas especies citadas en la primer parte, debido probablemente a una reactivación del inóculo.

Consideramos que hemos obtenido en el laboratorio con inóculos 72', 76' y 106' sobre distintos suelos áridos y semiáridos de cinco provincias de nuestro país (Catamarca, San Juan, Santiago del Estero, Salta y Chubut) películas algales que representan un estado incipiente en la formación del bioderma (Idem parte I). En las películas estudiadas predominan las Oscillatoriaceae observándose especies con vainas mucilaginosas como Schizothrix o con vainas firmes como Lyngbya, Scytonema o Symploca, que actúan formando una trabazón que retiene los gránulos del suelo a manera de malla. Dichas vainas al gelificarse también aglutinan las partículas del suelo.

De la misma manera que en el ensayo anterior las pelcu-

las algales obtenidas muestran un cierto grado de cementación de las partículas del suelo, aunque parte del mismo se desmorona por efecto del humedecimiento.

Cabe destacar que las películas algales obtenidas en el suelo de Salta son más gruesas y consistentes que las desarrolladas en el suelo de Catamarca. Esto podría deberse a que en el suelo de Salta las condiciones edáficas favorecerían el crecimiento en profundidad de los filamentos algales.

De acuerdo a lo expuesto hemos probado que los inóculos obtenidos en el laboratorio son capaces de prosperar en distintos suelos áridos y semiáridos de nuestro país en las condiciones de nuestra experiencia.

## 2- pH del suelo (Estudio estadístico)

Cuadro N 5: pH de los suelos (promedio)

SUELOS	CATAMARCA	SAN JUAN	SGO.DEL ESTERO	SALTA	CHUBUT
ANTES					
TRAT.	8,0	8,3	7,4	7,0	7,9
DESPUES					
T	8,4	8,5	7,8	7,5	8,4
72 <sup>m</sup>	8,3	8,3	7,7	7,0	8,4
TRAT.					
76 <sup>m</sup>	8,3	8,3	7,8	7,0	8,5
106 <sup>m</sup>	8,3	8,3	7,6	7,0	8,5

Para realizar el análisis estadístico de los datos se empleó tests no paramétricos, ya que éstos no exigen la suposición de que la variable en estudio tenga (para cada provincia y para cada bioderma) una distribución "normal" de Gauss. Los tests se basaron en los rangos de Mann-Whitney (diferencia de posición) y de Siegel-Tukey (diferencia de dispersión), ver punto 3.3, Parte II .

Para los suelos de Catamarca y Chubut los estudios estadísticos no indican diferencias significativas, mientras que para Salta se produce una acidificación significativa ( $p < 0,05$ ) del suelo, para todos los biodermas. En el suelo de San Juan los cambios de pH son significativos para los biodermas 76" y 106" y para Santiago del Estero sólo es significativo el efecto producido por el bioderma 106".

### 3- Contenido de nitrógeno

#### 3-1 Biodermas

Los biodermas con mayor porcentaje de nitrógeno fueron obtenidos en Santiago del Estero (72" : 1,04% y 76" : 1,2%) los valores más bajos se encontraron en los biodermas del suelo de San Juan ( 72" : 0,38%; 76" : 0,35% y 106" : 0,27%). Gráficos N° 3 y Cuadro N° 6.

CUADRO N° 6: Contenido de N promedio (%)

Suelos provenientes de:	SUELO TESTIGO	72" % de SUBYAC. (+) & (-)	BIODER. SUBYAC.	76" % de SUBYAC. (+) & (-)	BIODER. SUBYAC.	106" % de SUBYAC. (+) & (-)				
CATAMARCA	0,24	0,27	+ 12,5	0,46	0,28	+ 16,7	0,63	0,30	+ 25	0,51
SAN JUAN	0,19	0,19	0	0,38	0,20	+ 5,3	0,35	0,19	0	0,27
SGO. DEL ESTERO	0,22	0,22	0	<u>1,04</u>	0,21	-4,5	<u>1,20</u>	0,24	+ 9,1	0,72
SALTA	0,20	0,23	+ 15	0,62	0,23	+ 15	0,86	0,21	+ 5	0,73
CHUBUT	0,23	0,23	0	0,54	0,17	-26,1	0,73	0,20	-13	0,68
INOCULO *	0,009					0,014				0,012

(+) : ganancia; (-) : pérdida.

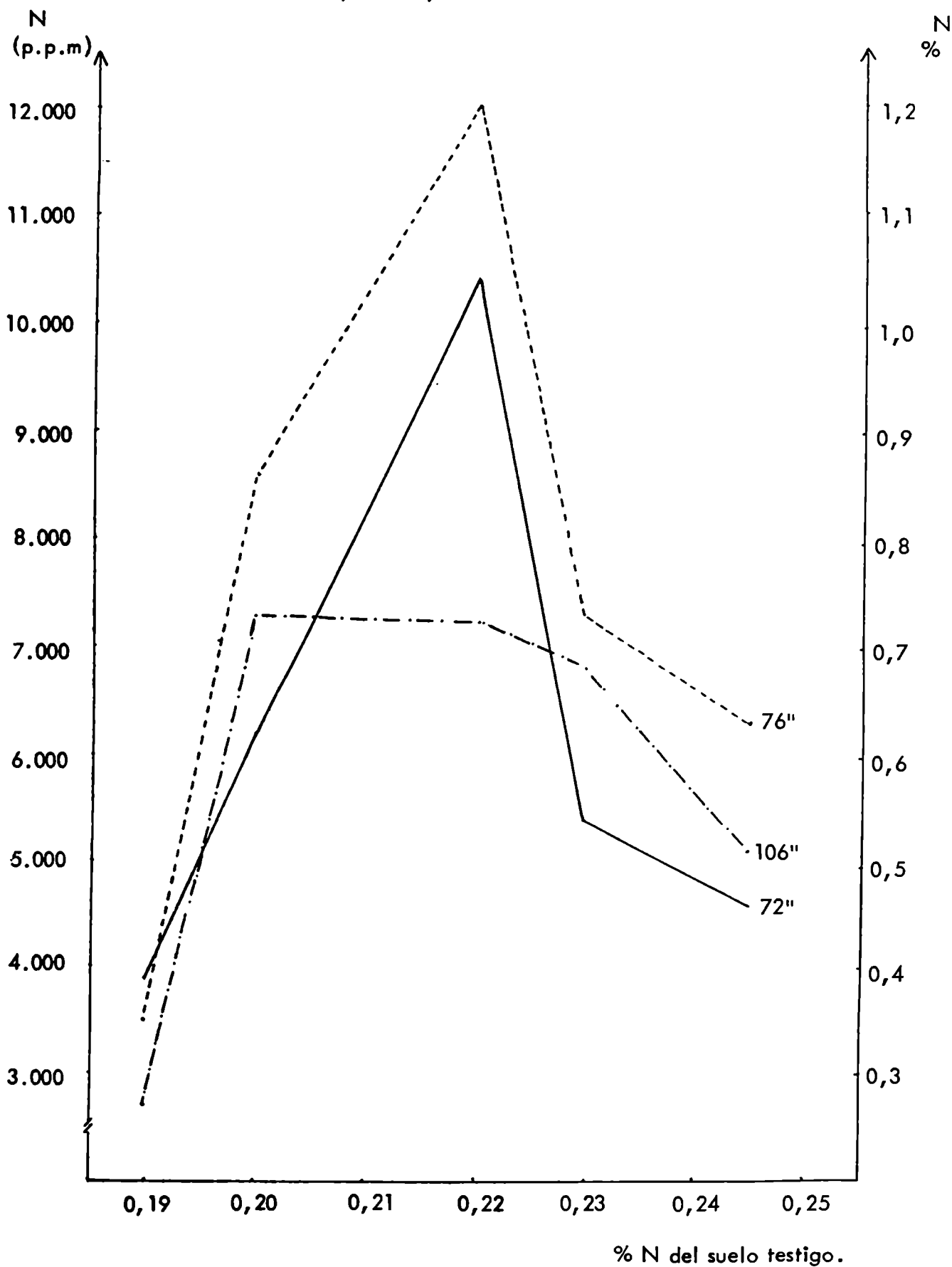
(\*) Estos valores fueron calculados en base a los datos de % N de los biodermas 72', 76' y 106'

Nuestros valores son mayores que los observados por Fletcher y Martin (1948); Shields et al. (1957) y el menor valor que hemos determinado (0,27%) coincide con Shields (1957).

El porcentaje de nitrógeno encontrado en el bioderma 76" sobre suelo de Santiago del Estero es muy superior a cualquiera de los encontrados en el primer ensayo, donde el mayor valor se había determinado también en el bioderma 76'(0,7%), a partir del cual deriva el citado anteriormente. Por otra parte el bioderma 76' proviene del 76 tomado de la naturaleza que ocupó el segundo lugar entre los de mayor monto de nitrógeno (1,011%, Halperin et al., 1976). Esta preponderancia podría deberse a la presencia de cepas resistentes, con gran capacidad de adaptación y alta eficiencia de fijación, así como a un alto porcentaje de nitrógeno, propio de las cepas que componen el bioderma.

El segundo máximo, que también se dió en el suelo de Santiago del Estero corresponde al bioderma 72" cuyo porcentaje de nitrógeno es muy similar al del 72 tomado de la naturaleza (1,084%), y más del doble de su antecesor directo, el 72' con un monto de 0,44%. Estas diferencias podrían deberse a que el 72 habría perdido parte de sus especies buenas fijadoras (Nostoc commune y Nostoc sp.) con alto porcentaje de nitrógeno en los 10 años de almacenamiento (en el bioderma 72' sólo se identifi-

Gráfico N°3: Contenido de N promedio de los biodermas 72", 76" y 106".



caron 4 de los 11 taxones presentes en el 72 y aparecieron 4 especies no citadas anteriormente). Luego, al utilizarse como inóculo un bioderma reactivado y adaptado a las condiciones de laboratorio (72'), se habría recuperado en el 72" el nivel inicial de fijación, debido a otras especies, sobre un suelo que, aunque de diferente origen, tendría posiblemente características adecuadas para permitirle alcanzar el monto de nitrógeno original.

Prácticamente todos los biodermas 72" tienen valores superiores al 72' (0,44%) ya que van de 0,38% a 1,04% (Gráficos N° 3 y Cuadro N° 6). Dado que esta situación se repite en todos los suelos, excepto San Juan, la explicación podría ser la antedicha, sin dejar de considerar que estos suelos pudieran ofrecer mejores condiciones que el de la parada N°72 (Gráficos N° 1 y N° 3).

Los biodermas 76" tienen valores inferiores y superiores al del 76'. El valor máximo (1,2%) es mayor que el porcentaje del 76' y del 76 (0,7% y 1,011% respectivamente).

Como en el caso anterior, los biodermas 106" tienen porcentajes de nitrógeno superiores e inferiores al del 106' (0,59%), aunque inferiores al de la naturaleza (106 : 0,853 %).

Es decir que las características del suelo en nuestras condiciones experimentales determinan el % de nitrógeno de los biodermas obtenidos, ya que para un mismo inóculo se desarrollan

películas algales con diferente % de nitrógeno según el suelo que se considere (Gráfico N° 3).

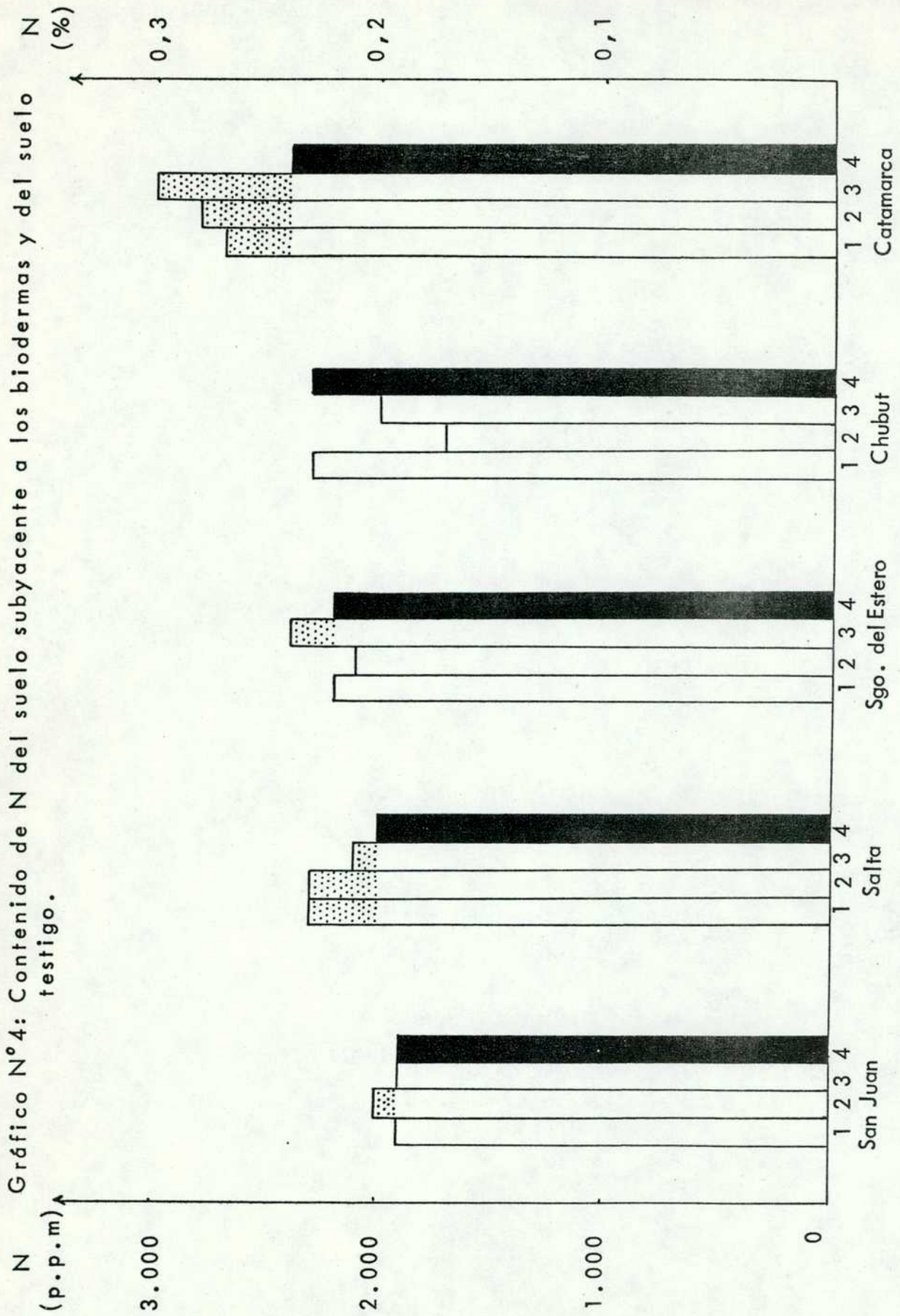
Además se observa con respecto a este parámetro que el rango óptimo de contenido de N del suelo es 0,20-0,23% (Salta, Santiago del Estero y Chubut).

### 3.2 - Suelos.

En Catamarca y Salta se observó una marcada tendencia al aumento de nitrógeno en el suelo subyacente a todas las películas algales obtenidas (72", 76" y 106", Gráficos N° 4 y 5) realizándose por este motivo el estudio florístico de las mismas. La máxima ganancia se encontró en el suelo subyacente al bioderma 106" sobre suelo de Catamarca: 25%. Los porcentajes de ganancias en los restantes casos fueron desde un 5% (106" Salta) hasta un 16,7% (76" Catamarca, Gráfico N° 4 y 5). Estas ganancias se deben fundamentalmente a la incorporación al sistema de nitrógeno atmosférico por la actividad de especies fijadoras, tales como Scytonema hofmanni (72" Salta y Catamarca; 76" Catamarca y 106" Salta) y Tolypothrix tenuis (76" Salta).

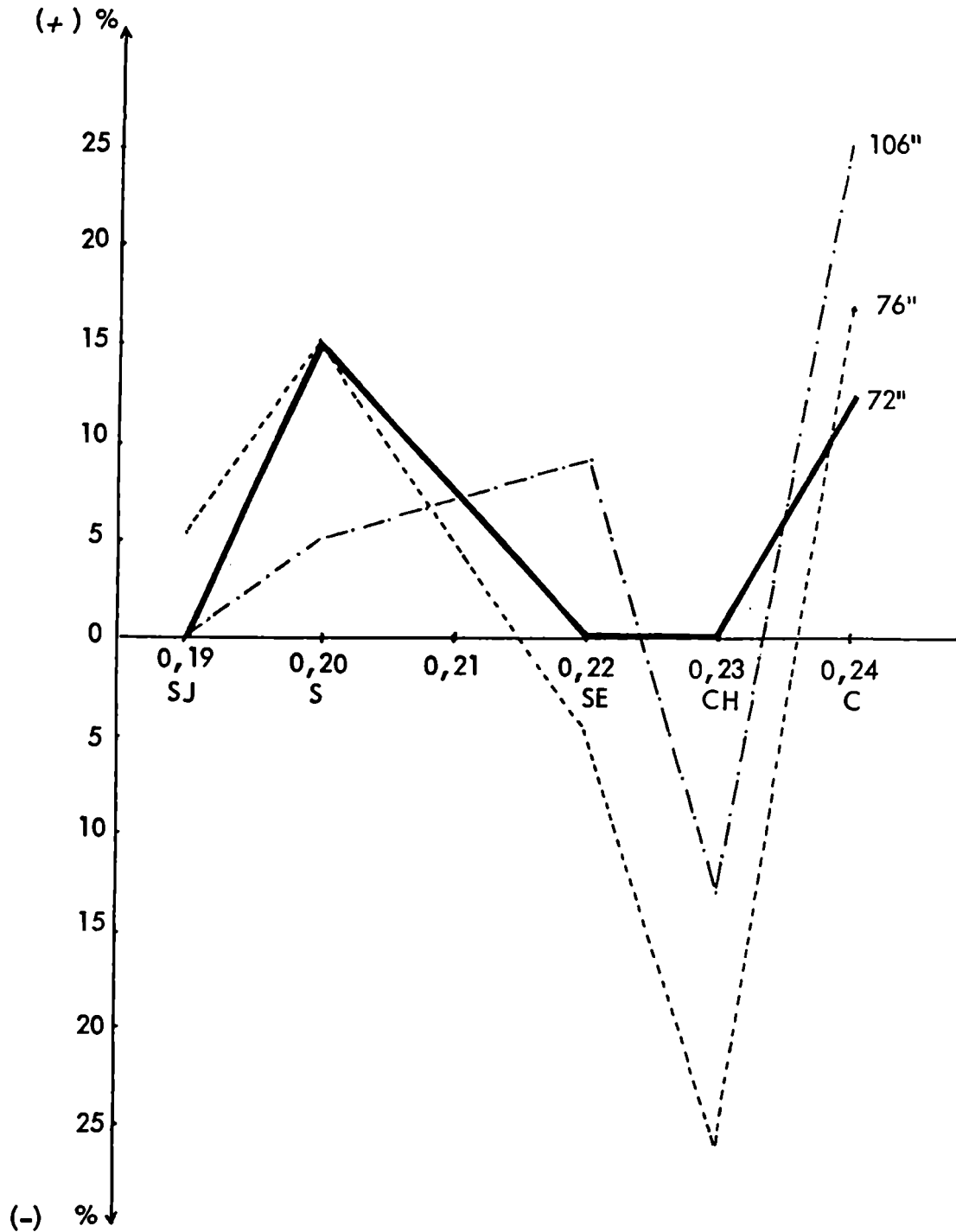
En el caso de 106" Catamarca, donde se detectó la mayor ganancia, no se identificaron especies fijadoras en la observación microscópica, lo cual no significa que no hayan estado





Ref.: 1-Suelo subyacente al bioderma 72"; 2- al 76"; 3- al 106"; 4- suelo testigo.  
 [stippled box] ganancia de N.

Gráfico N°5: Porcentaje de ganancias o pérdidas del suelo subyacente a los biodermas obtenidos en suelos áridos y semiáridos.



Ref.: SJ: San Juan; S: Salta; SE: Sgo. del Estero ; CH: Chubut; C: Catamarca.

presentes en las primeras etapas de la sucesión algal. Es posible que los hongos, presentes en gran abundancia, y que dieron al bioderma un color rosado, hayan sido los responsables de la digestión de las vainas y restos característicos de las especies fijadoras.

Cabe señalar que los montos de nitrógeno agregados con el inóculo son despreciables: 0,009; 0,014 y 0,012% de N (72", 76" y 106" respectivamente).

En el suelo subyacente al bioderma 106" Salta, se identificó una especie fijadora: Scytonema hofmanni. Sin embargo, la ganancia no fue significativa (5%). Aún en el caso en que esta especie se encontrara en condiciones de fijación, el nitrógeno aportado podría ser utilizado en su mayor parte en el crecimiento de la película algal, de donde no siempre la presencia de una especie fijadora implica un aporte significativo inmediato de nitrógeno para el suelo.

Prácticamente todos los biodermas obtenidos sobre suelo de Catamarca aportaron al suelo subyacente más nitrógeno que los de Salta. Las películas de Salta son más gruesas y consistentes que las de Catamarca y con mayores porcentajes de nitrógeno (Gráfico Nº 3) para el mismo inóculo. Si bien en ambos se identificaron aproximadamente las mismas especies el grosor y consis

tencia observados en la película de Salta podrían ser una de las causas de la mayor retención de las sustancias nitrogenadas producidas por la masa algal.

Las mayores pérdidas ocurrieron en los suelos de Chubut: el bioderma 76<sup>a</sup> depletó el suelo en un 26,1% y el 106" en un 13% (Gráfico N° 5). Consideramos que el nitrógeno sustraído ha sido utilizado por las algas para su crecimiento, es decir que hubo una redistribución de nitrógeno dentro del sistema. En las condiciones de nuestra experiencia debemos descartar las pérdidas por desnitrificación dado que trabajamos con suelos estériles, y por lavado ya que se trata de recipientes cerrados. También debemos tener en cuenta que las películas algales fueron retiradas antes de su desecación, evitando así el posible aporte de sustancias nitrogenadas de la película al suelo durante este período.

Las pérdidas en el suelo subyacente podrían deberse o bien a la ausencia de especies fijadoras en la película o en el caso de estar presentes al consumo de N por las no fijadoras.

En los casos donde no se observan efectos significativos en el contenido de N del suelo subyacente, consideramos que hubo un balance entre el nitrógeno incorporado y el consumido.

Si consideramos que las películas algales se irán incorpo-

rando eventualmente al suelo, la ganancia potencial de nitrógeno para el mismo será mayor, como ya señalamos en la parte I.

### 3.3.- Estudio estadístico

Para realizar el análisis estadístico de los datos se prefirió emplear tests no paramétricos, ya que éstos no exigen la suposición de que la variable en estudio tenga (para cada provincia y cada bioderma) una distribución "normal" de Gauss. Estos tests se basan en los rangos de Mann-Whitney y de Siegel-Tukey.

El tests de Mann-Whitney se aplicó en cada suelo para comparar cada bioderma con el control, y el de Siegel-Tukey en aquellas provincias donde no se detectaron diferencias de posición con el tests anterior, y con el fin de comparar dispersiones dentro de los suelos tratados con las del suelo control. Utilizamos el tests de Mann-Whitney para establecer si el bioderma aumenta o disminuye el porcentaje de nitrógeno del suelo (diferencias de posición) y el de Siegel-Tukey sólo en los casos en que el anterior no da significativo y para establecer si el tratamiento produce algún cambio (diferencia de dispersión).

Los resultados estadísticos indican para los suelos estudiados:

Catamarca: en el suelo subyacente a los biodermas 72" y

106" no hay diferencia significativa de posición ni de dispersión. En el caso del suelo tratado con el bioderma 106" la diferencia de posición está muy cercana a la significación  $0,05 < p < 0,10$ ; por lo tanto no se hizo el tests de Siegel-Tukey, pero debemos señalar que hay una gran dispersión de los datos.

En el suelo subyacente al bioderma 76" hay una diferencia significativa de posición ( $p < 0,05$ ) que corresponde a una ganancia.

San Juan y Salta: no hay diferencia significativa ni de posición ni de dispersión en los suelos tratados con los tres biodermas: 72", 76" y 106".

Santiago del Estero: no hay diferencia significativa de posición, para ninguno de los tres suelos, sin embargo hay mucho mayor dispersión entre los contenidos de nitrógeno de los suelos tratados que entre los de los testigos ( $p < 0,01$ ). Esto significa que el tratamiento produce algún cambio

Chubut: sólo hay diferencia significativa de posición en el suelo tratado con el bioderma 76" ( $p < 0,05$ ). En este caso el suelo ha perdido nitrógeno con respecto al testigo.

Podemos concluir que los biodermas obtenidos en laboratorio pueden usarse como inóculos para nuevos biodermas en algunos

suelos áridos y semiáridos de distintas zonas de nuestro país.

Además, hemos visto que el aporte de nitrógeno depende no sólo de las especies fijadoras presentes sino también del tipo de suelo, que a su vez condiciona el desarrollo de los biodermas. Así, en suelos diferentes, un inóculo particular ha mostrado un comportamiento distinto, determinando ya sea ganancias o pérdidas así como ningún efecto en el nitrógeno del suelo .

Como hemos visto, en la parte I se obtuvieron ganancias significativas en el monto de nitrógeno en todos los casos estudiados. En cambio en la parte II se detectaron ganancias y pérdidas significativas, así como ningún efecto, siendo las ganancias menores que en la primera experiencia. Esto último puede deberse a varias causas: 1) se retiró la película algal antes de su desecación impidiendo de esta manera el posible pasaje de sustancias de la película al suelo por muerte o liberación activa durante el proceso; 2) la adaptación a un suelo diferente, si bien se mantienen las otras condiciones experimentales (Parte II), puede haber sido más lenta que la adaptación a dichas condiciones, manteniendo el mismo suelo, (Parte I), sobre todo teniendo en cuenta que el ambiente experimental es más favorable que la naturaleza (humedad, luz, temperatura).

PARTE III

1- Influencia de la algalización sobre el suelo.

1.1- Desarrollo de la película algal

La observación macroscópica a los 4 meses de la inoculación indicó un 100% de cobertura tanto en el suelo algalizado como en el testigo.

El estudio florístico de las películas desarrolladas indicó la presencia de los siguientes taxones:

Suelo testigo

Clorofíceas ramificadas

Musgos

Cianofíceas:

Oscillatoriaceae

Lyngbya sp. (±)

Oscillatoria limnetica (±)

Schizothrix calcicola (+)

Nostocaceae

Cylindrospermun sp. (+++)

Nostoc sp. (+++)

La cobertura vegetal desarrollada en este caso se debe a que el suelo utilizado en la experiencia fue colocado en condi-



çiones apropiadas (luz, temperatura y humedad) para el crecimiento de formas vegetales presentes en él, aunque en estado de latencia.

Suelo algalizado

Clorofceas ramificadas

Cianofceas:

Oscillatoriaceae

<u>Lyngbya</u> sp.	(+)
<u>Oscillatoria</u> <u>limnetica</u>	(+)
<u>Schizothrix</u> <u>calvicola</u>	(++)
<u>Schizothrix</u> <u>stricklandii</u>	(++)

Nostocaceae

<u>Nostoc</u> <u>muscorum</u>	(+++)
<u>Nostoc</u> sp.	(+++)

Scytonemataceae

<u>Scytonema</u> <u>hofmanni</u>	(+)
----------------------------------	-----

Las especies desarrolladas son prácticamente las identificadas en el inóculo 76' (PARTE I). En cambio, se observan mayores diferencias con las del bioderma 76" sobre suelo de Salta (PARTE II). Esto se debería a que en esta parte se utilizó suelo de la misma procedencia (Salta) pero sin esterilizar, así como recipientes de mayor volumen (con mayor cámara de aire), condici

ciones que podrían haber influido de alguna manera sobre el desarrollo de las diferentes especies, sin dejar de considerar la competencia de los nuevos microorganismos presentes en el suelo.

En esta tercera parte se utilizó suelo sin esterilizar lo que explica el desarrollo de musgos, clorofíceas y otros microorganismos. La experiencia se realizó en estas condiciones para permitir que la microflora redujera los compuestos liberados por las algas a formas asimilables por las plantas. Con este fin se algalizó el suelo 4 meses antes de la siembra de las semillas de acelga. Por otra parte de esta manera nos aproximamos más a las condiciones naturales dado que este trabajo se ha realizado con miras a la inoculación de biodermas en suelos pobres o erosionados.

#### 1.2- Contenido de nitrógeno.

El contenido de nitrógeno del suelo testigo fue de 0,21% y el del algalizado 0,24% luego de los 4 meses de riego. Por lo tanto, se observa una tendencia a un mayor contenido de nitrógeno en el suelo tratado aún habiéndose identificado en el testigo especies presuntivamente fijadoras de dinitrógeno. Esto podría deberse a una mayor eficiencia en dicho proceso por parte de las especies presentes en el suelo algalizado.

La ganancia de nitrógeno del suelo tratado con respecto al contenido del testigo fue de 14,3%, del mismo orden de la del suelo subyacente al bioderma 76" (PARTE II). La diferencia consiste en que en el primer caso el bioderma se mezcló con el suelo antes de la siembra de las semillas de acelga mientras que en el segundo se retiró la película algal antes de su desecación. Si consideramos que las condiciones de ambas experiencias son semejantes y la actividad de fijación comparable, la diferencia es atribuible en que hay una microflora que podría ser responsable de la pérdida por desnitrificación de una parte del nitrógeno fijado. Esto último coincide con observaciones realizadas en la naturaleza por Skujinš y Klubec (1978b) y Klubec y Skujinš (1981).

## 2- Influencia de la algalización sobre Beta vulgaris var. cicla

### 2.1- Germinación

A los 5 días de la siembra se observaron 32 plantas en las 8 macetas con suelo testigo y 37 en las que contenían suelo algalizado. Dado que en este estado de desarrollo sólo observamos una planta por fruto, el porcentaje de germinación promedio resultó 80 y 92,5% en suelo sin y con algalización respectivamente. (CUADRO N° 7)

CUADRO N° 7: Germinación de frutos de acelga por maceta a los 5 días (%).

MACETA N°	SUELO TESTIGO	SUELO ALGALIZADO
1	100	60
2	100	100
3	80	100
4	80	80
5	80	100
6	40	100
7	80	100
8	80	100
PROMEDIO	80	92,5

Como se observa en el cuadro, hay una tendencia al aumento del porcentaje de germinación en el suelo algalizado. Cabe señalar que la velocidad de germinación también es aumentada por el tratamiento. Así, a los 5 días se observan en las macetas tratadas plantas con aproximadamente 3 cm de altura, mientras que las testigo sólo presentaban una radícula incipiente.

## 2.2- Contenido proteico de la parte aérea.

El contenido de nitrógeno del vástago de las plantas desa-

rolladas en suelo algalizado es superior al de las testigo: 3,64 y 3,32% respectivamente, y por ende su contenido proteico: 22,75 y 20,75%. Es decir que el tratamiento produjo un incremento del 2% en dicho parámetro.

Los incrementos en cuanto a porcentaje y velocidad de germinación, y contenido proteico de las plantas con respecto al testigo, pueden deberse a la presencia de sustancias inductoras o promotoras presentes en la masa algal que se liberan ya sea durante la vida activa o por muerte y lisis posterior. En cuanto a los resultados obtenidos para los dos primeros parámetros, éstos son coincidentes con los de otros autores (Gupta y Lata, 1964; Caire et al., 1976 y Caire, 1981) cuando valoran fracciones acuosas y etéreas de masa algal de cianofíceas sobre plantas superiores, o bien productos extracelulares (Caire, 1981). Además del efecto benéfico de los productos algales, el oxígeno liberado por fotosíntesis favorece la formación de sulfatos evitando así el efecto perjudicial de los sulfuros. Esto fue demostrado por Jacq y Roger (1977) quienes sembraron granos de arroz pregerminados en un cultivo de cianofíceas observando que disminuye notablemente la pérdida de semillas.

En cuanto al contenido proteico de la parte aérea los re -

sultados obtenidos están de acuerdo con los de Shukla y Gupta (1967) y Caire (1981). Los primeros autores observaron que después de la imbibición de semillas de arroz en extractos acuosos y etéreos de Phormidium foveolarum las plantas obtenidas aumentaban su contenido en proteínas siendo el extracto acuoso al 5% el más efectivo. Caire (1981) observó en plántulas de maíz cuyas semillas fueron tratadas con extractos acuosos y etéreos de masa algal de Tolypothrix tenuis así como en plántulas regadas con productos extracelulares (filtrados algales) un incremento en el contenido proteico de la parte aérea. Este último tratamiento puede considerarse similar a la algalización en cuanto a efectos de productos extracelulares solubles en agua dado que al regarse las plantas en desarrollo se solubilizarían dichas sustancias.

El efecto benéfico en el contenido proteico podría explicarse por un probable aumento del metabolismo proteico debido a una mayor disponibilidad de sustancias nitrogenadas, entre ellas aminoácidos, liberadas por las cepas algales no sólo durante los 4 meses de algalización del suelo sino también durante el desarrollo de las plántulas de acelga.

Cabe señalar que en el caso de algalizar un suelo los principios activos están sujetos a las variaciones del mismo en cuanto a dilución, escurrimiento, evaporación, etc. y sólo pueden ser

efectivos cuando fueron absorbidos por la raíz y transportados por la corriente transpiratoria hasta los sitios de acción donde pueden ser modificados o no por el metabolismo celular.

Se han reactivado biodermas algales provenientes de Chaco y Formosa, después de más de 10 años de almacenamiento y cuya viabilidad se mantuvo en razón de la alta resistencia a condiciones extremas de las algas azules que son sus principales componentes. Además, obtuvimos en el laboratorio películas algales con estructura de bioderma. De acuerdo a nuestra información bibliográfica sería ésta la primer cita de viabilidad prolongada de biodermas almacenados y la segunda de obtención "in vitro".

También comprobamos que la película algal superficial aporta nitrógeno al suelo subyacente dado que en todos los casos estudiados de la Parte I hubo ganancias significativas. Debemos destacar que en ambientes naturales es difícil determinar estos aportes por los procesos de pérdida tales como lavado y desnitrificación. En las condiciones de nuestra experiencia dichas pérdidas son poco probables y el aumento de nitrógeno se debe a la actividad de las cianofíceas fijadoras.

Además hemos logrado la implantación de biodermas reactivados en diversos suelos áridos y semiáridos de nuestro país, obteniéndose en todos los casos un buen desarrollo de la película algal. En los distintos suelos probados se observó un diferente porcentaje de cobertura para un mismo inóculo. En el suelo subyacente a dichas películas, el contenido de nitrógeno varió



de acuerdo al suelo considerado, observándose incorporación de nitrógeno por actividad de especies fijadoras o bien redistribución de este elemento dentro del sistema, aún en presencia de especies presuntivamente fijadoras.

Las experiencias con plántulas de Beta vulgaris var. cicla han demostrado que la inoculación de biodermas a suelo no estéril, no sólo aumenta su contenido de nitrógeno sino que también ejerce un efecto beneficioso en el porcentaje y velocidad de germinación así como en el contenido proteico del vástago.

La obtención de biodermas "in vitro" representa una técnica adecuada para estudiar su desarrollo y los factores que lo regulan, bajo condiciones controladas de laboratorio. Además permite la selección de los más eficientes, en cuanto a cobertura y aporte de nitrógeno.

Desde un punto de vista práctico, el cultivo de biodermas en el laboratorio permitiría contar con inóculos almacenables y en la cantidad requerida, con miras a su implantación en suelos pobres y/o erosionados.

Consideramos de interés realizar estos mismos ensayos a campo, con el objeto de verificar la implantación, crecimiento y efecto beneficioso-tanto en el suelo como en plantas de impor-

tancia económica- de aquellos biodermas que fueran seleccionados en el laboratorio, a fin de evitar extrapolaciones a la naturaleza de resultados obtenidos "in vitro", siempre peligrosas, da da la complejidad de las relaciones bióticas entre las algas y los otros microorganismos que comparten la comunidad edáfica.

BIBLIOGRAFIA

- Agarwal, A. 1979. Blue-green algae to fertilise Indian rice paddies. Nature 279: 181.
- Anantani, Y.S.; Marathe, K.V. 1972. Soil aggregating effects of some algae occurring in the soils of Kutch and Rajasthan. J.Univ. Bombay (India) Sci. 41 (68): 94-100.
- Bailey, D.; Mazurak, A.P.; Rosowski, J.R. 1973. Aggregation of soil particles by algae. J. Phycol. 9 (1):99-101.
- Becquerel, P. 1942. Réviviscence et longévité de certaines algues en vie latente dans les terres déssechées des plants de vieux herbiers. C.R.Acad. Sci. Paris 214: 986-988.
- Bolyshev, N.N. 1964. Role of algae in soil formation. Soviet Soil Science. 1 (6) : 630-635.
- Bond, R.D.; Harris, J.R. 1964. The influence of the microflora on physical properties of soils. Austr. J. Soil. Res. 2 (1) : 111-122.

- Booth, W.E. 1941. Algae as pioneers in plants succession and their importance in erosion control. Ecology 22 (1): 38-46.
- Booth, W.E. 1946. The thermal death point of certain soil inhabiting algae. Proc. Montana Acad. Sci. (5/6): 21-23.
- Bristol, M.B. 1979. On the retention of vitality by algae from old stored soils. New Phytologist. 18 : 92-107.
- Brock, T.D. 1973. Lower pH limit for the existence of blue-green algae : evolutionary and ecological implications. Science 179 : 480-483.
- Cameron, R.E. 1960. Communities of soil algae occurring in the Sonoran Desert in Arizona. J. Arizona Acad. Sci. 1 (3) : 85-88.
- Cameron, R.E. 1962. Species of Nostoc Vaucher occurring in the Sonoran desert in Arizona. Trans. Amer. Microsc. Soc. 81 (4) : 379-384.
- Cameron, R.E. 1963. Morphology of representative blue-green algae. Ann. N. York Acad. Sci. 108 : 412-420.

- Cameron, R.E. 1969. Abundance of microflora in soils of desert regions. Tech. Rep. 32-1378. Jet Propulsion Laboratory, California Institute of Technology, Pasadena, California. 16 p.
- Cameron, R.E. 1969. Cold desert characteristics and problems relevant to other arid lands: 167-205. In Mc Ginnies W.G.; Goldman, B.J. (ed.) "Arid lands in perspective". University of Arizona Press, Tucson, Arizona.
- Cameron, R.E.; Fuller, W.H. 1960. Nitrogen fixation by some algae in Arizona soils. Soil Sci. Soc. Am. Proc. 24 (5) : 353-356.
- Cameron, R.E.; Blank, G.B. 1965. Soil Studies-Microflora of desert regions. VIII. Distribution and abundance of desert microflora : 193-202. In Supporting Research and Advanced development. Space Programs Summary N° 37-34 Vol. IV. Jet Propulsion Laboratory. California Institute of Technology, Pasadena, California.

- Cameron, R.E.; Blank, G.B. 1966a. Desert algae: soil crusts and diaphanous substrata as algal habitats. Tech. Rep. 32-971. Jet Propulsion Laboratory, California Institute of Technology, Pasadena, California. 41p.
- Cameron, R.E.; Blank, G.B. 1966b. Soil studies Desert microflora. XI. Desert soil algae survival at extremely low temperatures : 174-181. In Supporting research and advanced development, Space Programs Summary 37-38, Vol. IV. Jet Propulsion Laboratory, Pasadena, California.
- Cameron, R.E.; Benoit, R.E. 1970. Microbial and ecological investigations of recent cinder cones, Deception Island, Antarctica. A preliminary report Ecology 51 (5) : 802-809.
- Cameron, R.E.; Devaney, J.R. 1970. Antarctic soil algae crusts : scanning electron and optical microscope study. Trans. Amer. Microsc. Soc. 89 (2):264-273.
- Caire, G.Z. de 1981. Acción de productos algales sobre plantas de importancia agrícola. (Trabajo de Tesis presentado para optar al título de Doctor en Ciencias Bio-

lógicas. Biblioteca de la Facultad de Ciencias Exactas y Naturales de la U.B.A.).

- Caire, G.Z. de; Mülé, C.Z. de; Doallo, S.; Halperín, D.R. de; Halperín, L. 1976. Acción de extractos algales acuosos y etéreos de Nostoc muscorum Ag.(N 79a) I. Efecto sobre plántulas de mijo (Panicum miliaceum L) mediante tratamiento de sus semillas. Bol. Soc. Arg. Bot. 17 (3-4) : 289-300.
- Dadhich, K.S.; Varma, A.K.; Venkataraman, G.S. 1969. The effect of Calothrix inoculation on vegetable crops. Plant and Soil 31 (2) : 377-379.
- Durrell, L.W. 1962. Algae of Death Valley. Trans. Amer. Microsc. Soc. 81 (3) : 267-273.
- Durrell, L.W.; Shields, L.M. 1961. Characteristics of soil algae relating to crust formation. Trans. Amer. Microsc. Soc. 80 (1) : 73-79.
- Fletcher, J.E.; Martin, W.P. 1948. Some effects of algae and molds in the rain crust of desert soils. Ecology 29 (1) : 95-100.

- Fogg, G.E. 1947. La fijación nitrogenica por algas verde-azules. Endeavour 6 (24) : 172-175.
- Fogg, G.E. 1956. The comparative physiology and biochemistry of the bluegreen algae. Bact. Reviews. 20 (3) : 148-165.
- Fogg, G.E. 1969. Survival of algae under adverse conditions. Symp. Soc. Exp. Biol. 23 : 123-142.
- Friedmann, E.I. 1971. Light and scanning electron microscopy of the endolithic desert algae habitat. Phycologia 10 (4) : 411-428.
- Friedmann, E.I. 1977. Microorganisms in Antarctic desert rocks from dry valleys and Dufek Massif. Antarctic J. United States 12 : 26-30.
- Friedmann, E.I. 1978. Melting snow in the dry valleys is a source of water for endolithic microorganisms. Antarctic J. United States. 13 : 162-163.
- Fuller, W.H.; Cameron, R.E.; Raica Jr., N. 1960. Fixation of nitrogen in desert soil by algae. Trans. 7 th. Int. Congr. Soil Sci. 2 (3) : 617-624.



- Granhall, U. 1970. Acetylene reduction by blue-green algae isolated from Swedish soils. Oikos. 21 (2) : 330-332.
- Granhall, U.; Henriksson, E. 1969. Nitrogen-fixing blue-green algae in Swedish soils. Oikos 20 : 175-178.
- Granhall, U.; Lid-Torsvik, V. 1975. Nitrogen fixation by bacteria and free-living blue-green algae in tundra areas: 305-315. In Willgalaski, F.E. (ed.) "Ecological studies". Analysis and synthesis, vol. 16. Fennoscandian tundra ecosystems, 1. Springer Verlag. Berlin, Heidelberg, New York.
- Gupta, A.B. 1970. A study of some aspects of morphology and physiology of Microcoleus chthonoplastes Thuret. Revue Algologique N.S. 10 (1) : 18-29.
- Gupta, A.B.; Lata, K. 1964. Effect of algae growth hormones on the germination of paddy seeds. Hydrobiologia 24 (1-3) : 430-434.
- Halperin, D.R. de 1968. Las algas del suelo y su importancia ecológica. Centro Invest. Biol. Marina (CIBIMA, Argentina). Contrib. Técn. (3) 19 p.

- Halperin, D.R. de 1969. Biodermas algales y su papel en la consolidación de los agregados del suelo. Physis 29 (78) : 37-48. Contrib. Cient. (CIBIMA, Argentina) (42).
- Halperin, D.R. de 1976. Cianofíceas de biodermas algales provenientes de las provincias de Chaco y Formosa (Argentina). Physis. Sec. C 35 (90) : 1-16. Contrib. Cient. (CIBIMA, Argentina) (124).
- Halperin, D.R. de; Mulé, N.C.Z. de; Caire, G.Z. de 1976. Biodermas algales como fuente de nitrógeno en suelos sub-húmedos y semi-áridos (Provincias de Chaco y Formosa, Argentina). Darwiniana 20 (3-4) : 341-370. Contrib. Cient. (CIBIMA, Argentina) (119).
- Halperin, D.R. de; Caire, G.Z. de; Mulé, M.C.Z. de; Cano, M.S. de 1977. Fijación de nitrógeno por una Cyanophyta unicelular : Aphanothece stagnina (Sprengel) A. Braun. Physis Sec. B. 36 (92) : 85-88.
- Halperin, D.R. de; Caire, G.Z. de; Mulé, M.C.Z. de; Cano, M.S. de. 1978. Influencia de diferentes concentraciones de cloruro de sodio sobre la morfología

y el contenido de nitrógeno de Anabaena sphaerica Bornet et Flahault aislada de las Salinas Grandes de Jujuy (Argentina) Physis Sec. B 38 (95) :21-28.

Hof, T.; Fremy, P. 1932-1933. On Myxophyceae living in strong brines. Rec. trav. bot. néerlandais. 30 : 140-162.

Holm-Hansen, O. 1963. Algae: nitrogen-fixation by Antarctic species. Science 139 (3559) : 1059-1060.

Jackson, M.L. 1964. Análisis químico de suelos. Ed. Omega S. A., Barcelona. 662 p.

Jacq, V.; Roger, P. 1977. Diminution des fontes de semis dues a la sulfato-réduction, par un prétraitement des graines de riz avec des Cyanophyceés. Cah. ORSTOM ser. Biol. 12 (2) : 101-107.

Jones, A.S. 1960. Determination of nitrogen by Kjeldahl's method : 495-509. In Wilson, C.L.; Wilson, D.W. (ed.) "Comprehensive Analytical Chemistry". Vol. I.B. Elsevier Publ., Co. Amsterdam. 878 p.

Klubek, B.; Skujinš, J. 1980. Heterotrophic N<sub>2</sub> fixation in arid

- soil cruts. Soil Biol. Biochem. 12 : 229-236.
- Klubek, B.; Skujinš, J. 1981. Gaseous nitrogen losses from  $^{15}\text{N}$ -  
ammonium and plant material amended great basin  
desert surface soils. Geomicrobiol. J. 2 (3) :  
225-236.
- Lang, C.A. 1958. Simple microdetermination of Kjeldahl  
nitrogen in biological materials. Anal. Chem. 30  
(10) : 1692-1694.
- Leger, L. 1932. Les premiers aspects de la vie dans les eaux de  
montagne. Les couvertures biologiques. Procès-  
Verbaux Soc. Dauphinoise d'Et. biol. (205) :1-8.
- Lipman, Ch.B. 1941. The successful revival of Nostoc commune  
from a herbarium specimen eighty seven years old.  
Bull. Torrey Bot. Club. 68 (9) : 664-666.
- Loftis, S.G.; Kurtz, E.B. 1980. Field studies of inorganic  
nitrogen added to semiarid soils by rainfall and  
blue-green algae. Soil Sci. 129 (3) : 150-155.
- Mac Entee, F.J.; Sist. Schreckenber, G.S.M.I.C.; Bold, H.C.  
1972. Some observations on the distribution of  
edaphic algae. Soil Sci. 114 (3) : 171-179.

- Macgregor, A.N.; Johnson, D.E. 1971. Capacity of desert algae crusts to fix atmospheric nitrogen. Soil Sci. Soc. Amer. Proc. 35 (5) : 843-844.
- Marathe, K.V.; Anantani, Y.S. 1972. Observations on the algae of some indian arid soils. Botanique 3 (1) : 13-19.
- Marathe, K.V.; Anantani, Y.S. 1975. Algal crusts as nitrogen sources in some arid soils of India. J. Univ. Bombay Sci. 44 (71) : 44-49.
- Marathe, K.V.; Khushaldas, C. 1975. Observations on the algal crusts of Nagpur soils. J. Univ. Bombay Sci. 44 (71) : 66-76.
- Martínez Viera, R. 1973. Las algas del suelo; su función y distribución. Academia de Ciencias de Cuba. Ser. Biol. N° 49. La Habana. 18 p.
- Mayland, H.F.; Mc Intosh, T.H. 1966. Distribution of nitrogen fixed in desert algal crusts. Soil Sci. Soc. Amer. Proc. 30 (5) : 606-609.
- Mayland, H.F.; Mc Intosh, T.H.; Fuller, W.H. 1966. Fixation

of isotopic nitrogen on a semiarid soil by algal crusts organisms. Soil Sci. Soc. Amer. Proc. 30 (1) : 56-60.

Mulé, M.C.Z. de; Caire, G.Z. de; Cano, M.S. de; Halperin, D. R. de . 1979. Capacidad de fijar nitrógeno atmosférico de algunas cianofíceas aisladas de biodermas algales provenientes de las provincias de Chaco y Formosa (Argentina). Lilloa 35 (2) : 31-34 / Contrib. Cient. (CIBIMA, Argentina) (161).

Parker, B.C.; Schanen, N.; Renner, R. 1969. Viable soil algae from the herbarium of the Missouri Botanical Garden. Ann. Miss. Bot. Garden 56 (2):113-119.

Petersen, J.B.. 1935. Studies on the biology and taxonomy of soil algae. Dansk Bot. Arkiv. 8 : 1-183.

Schwabe, G.H. 1960. Zur autotrophen Vegetation in ariden Boden. Blaualgen in lebens-raum IV. Oesterr. Bot. Zeits. 107 (3/4) : 281-309.

Schwabe, G.H. 1972. Blue-green algae as pioneers on postvolcanic substrate (Surtsey/ Iceland) : 419-424. In Desikachary, T.V. (ed.) "Taxonomy and biology of

blue-green algae". Univ. Madras, Madras, India..  
591 p.

Schwabe, G.H. 1974. Nitrogen fixing blue-green algae as pioneer plants on Surtsey 1969-1973. Surtsey Research Progress Report 7 : 22-25.

Shields, L.M. 1957. Algal and lichen floras in relation to nitrogen content of certain volcanic and arid range soils. Ecology 38 (4) : 661-663.

Shields, L.M.; Mitchell, C.; Drouet, F. 1957. Alga-and lichen-stabilized surface crusts as soil nitrogen sources. Am. J. Bot. 44 (6) : 489-498.

Shields, L.M.; Drouet, F. 1962. Distribution of terrestrial algae within the Nevada Test Site. Am. J. Bot. 49 (6) : 547-554.

Shields, L.M.; Durrell, L.W. 1964. Algae in relation to soil fertility. Bot. Rev. 30 : 92-128.

Shubert, L.E.; Starks, T.L. 1980. Soil-algae relationships from surface mined soils. Br. phycol. J. 15 : 417-428.

- Singh, R.N. 1961. Role of blue-green algae in nitrogen economy of Indian agriculture. Ind. Counc. Agric. Res. New Delhi. 175 p.
- Skujinš, J.; Klubec, B. 1978a. Nitrogen fixation and cycling by blue-green algae-lichen crusts in arid rangeland soils. Ecol. Bull. (Stockolm) 26 : 164-171.
- Skujinš, J.; Klubec, B. 1978b. Nitrogen fixation and denitrification in arid soil cryptogamic crust microenvironments : 543-552. In Krumbein, W.E. (ed.) "Environmental Biogeochemistry and geomicrobiology". Vol. 2. Ann. Arbor. Sci. Publ., Ann. Arbor, Mich.
- Starks, T.L.; Shubert, L.E.; Trainor, F.R. 1981. Ecology of soil algae : a review. Phycologia 20 (1):65-80
- Starks, T.L.; Shubert, L.E. 1982. Colonization and succession of algae and soil-algal interactions associated with disturbed areas. J. Phycol. 18: 99-107.
- Stewart, W.D.P. 1967. Nitrogen-fixing plants. Science 158 (3807) : 1426-1432.
- Stokes, J.L. 1940. The influence of environmental factors



upon the development of algae and other microorganisms in soil. Soil Sci. 49: 171-184.

Sundara-Rao, W.V.B.; Goyal, S.K.; Venkataraman, G.S. 1963. Effect of inoculation of Aulosira fertilissima on rice plants. Curr. Sci. 32: 366-367.

Venkataraman, G.S. 1961. A method of preserving blue-green algae for seedling purposes. J. Gen. Appl. Microbiol. 7 (2) : 96-99.

Venkataraman, G.S. 1966. Algalization. Phykos 5 (1-2) : 164-174.

Venkataraman, G.S. 1969. The cultivation of algae. Ind. Counc. Agric. Res. New Delhi. 319 p.

Venkataraman, G.S. 1977. Blue-green algae as a biological nitrogen input in rice cultivation : 132-141. In Proc. Nat. Symp.: "Nitrogen Assimilation and Crop Productivity".

Watanabe, A. 1956. On the effect of the atmospheric nitrogen fixina blue-green algae on the yield of rice. Bot. Magazine (Tokyo) 69 (820-821) : 530-536.

- Watanabe, A. 1959a. On the mass-culturing of a nitrogen - fixing blue-green alga , Tolypoltrix tenuis. J. Gen. Appl. Microbiol. 5 (1-2) : 85-91.
- Watanabe, A. 1959b. Some devices for preserving blue-green algae in viable state. J. Gen. Appl. Microbiol. 5 (3) : 153-157.
- Watanabe, A. 1960. Collection and cultivation of nitrogen - fixing blue-green algae and their effect on the growth and crop yield of rice plants : 162-166. In Proc. Symp. Algology. Ind. Counc. Agric. Res. and Unesco, New Delhi, 1959.
- Watanabe, A. 1962. Effect of the nitrogen-fixing blue-green alga Tolypothrix tenuis on the nitrogenous fertility of paddy soil and the crop yield of rice plants. J. Gen. Appl. Microbiol. 8 (2) : 85-91.
- Watanabe, A. 1975a. Nitrogen fixation by algae : 255-272. In Tokida, Y.; Hirose, H. (ed.) "Advances of Phycology in Japan". W. Junk Publ. the Hague 355 p.
- Watanabe, A. 1975b. Nitrogen-fixing blue-green algae used as

green manure : 3-7. In Takahashi, H. (ed.) "Nitrogen fixation and nitrogen cycle". Japanese Comm. Int. Biol. Program. JIBP Synthesis 12. Univ. Tokyo Press.

Watanabe, I.; Kuk-ki, L.; Guzmán, M. 1978. Seasonal change of  $N_2$  fixing rate in rice field assayed by in situ acetylene reduction technique. 2: Estimate of nitrogen fixation associated with rice plants. Soil Sci. Plant Nutr. 24 (4) : 465-471.

Whitton, B.A. 1971. Terrestrial and freshwater algae of Aldabra Phil. Trans. Roy. Soc. Lond. B. 260 : 249-255.

Delia P. de Valpenis

(Monica Stru)