



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA DE MEXICO

Escuela Nacional de Estudios Profesionales

IZTACALA

Instituto de Ciencias del Mar y Limnología

Caracterización de la actividad sulfoxidadora y sus relaciones ecológicas en un sistema estuarino tropical asociado a la Laguna de Términos, Campeche, México, en Epocas de Secas, Lluvias y Nortes.

T E S I S
QUE PARA OBTENER EL TITULO DE
B I O L O G O
P R E S E N T A
ALFONSO HAM ALVARADO

1 9 8 5



Universidad Nacional
Autónoma de México



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

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

A mis Padres

RAUL HAM CAMARILLO Y MARIA DOLORES ALVARADO DE HAM

Es para mi un orgullo poder dedicar esta tesis a dos seres que más que padres son dos grandes amigos a los que quiero y _ respeto mucho. Podría decir muchas cosas, pero, lo que dice todo lo que siento es, gracias :

Gracias, por su comprensión y Ayuda

Gracias, por todo su Amor

Gracias, por su infinito apoyo, porque más que mi tesis es suya.

A mis hermanos por todo lo que me soportaron.

A mis Suegros por su comprensión y ayuda.

Quiero dedicar muy especialmente esta tesis a mi futuro hijo (a) y a mi Esposa Leticia Adriana Garcia de los Salmones Alvarez por todo lo que significan para mi.

Quiero también dedicar esta tesis a dos lindas
personas que me han ayudado y orientado mucho.

Dr. Octavio Rivero Serrano

y

Sra. Lilia Weber de Rivero

Reconocimientos

Con estas líneas quiero expresar mi agradecimiento a todas aquellas personas que de alguna u otra manera me ayudaron en la realización del presente trabajo.

- Dr. Agustín Ayala-Castañares, director del Instituto de Ciencias del Mar y Limnología.
- M. en C. Jorge Romero Jarero, responsable del Laboratorio de Microbiología Marina del I.C.M. y L. por todas las facilidades otorgadas y a su acertada dirección en la realización de este trabajo.
- M. en C. Maria de Jesús Ferrara Guerrero técnica del Laboratorio por su interes y ayuda en la preparación técnica de este trabajo, así como en sus criticas constructivas para la redacción del mismo.
- M. en C. Francisco R. Vera Herrera, jefe de la estación de investigaciones Marinas del Carmen U.N.A.M. así como a los técnicos Pedro López Lara y Juan L. Casanova Gutierrez por las facilidades otorgadas en la realización práctica del presente trabajo.
- A los sinodales , por sus criticas constructivas y revisión de este trabajo.
- A todos mis compañeros del Laboratorio de Microbiología Marina, por hacer menos tediosas las horas de trabajo y por compartir los mismos sufrimientos.

Nunca te enorgullescas de los frutos de tu inteli
gencia. Sólo eres dueño del esfuerzo que pusiste en -
su cultivo; De lo que logra, nada más eres un especta
dor. La inteligencia es como una flecha, que una vez
que se aleja, ya nada la gobierna. Su vuelo depende _
de tu fuerza, pero también del viento y, ¿ Por qué no
decirlo ? del destino que camina detras de ella.

Del Libro de las Pruebas de los Mayas (CANEK)

Introduccion

Los elementos químicos incluidos los compuestos esenciales del protoplasma, tienden a circular por la biosfera por vías características que pueden verse en mayor o menor medida influenciadas por ciclos estacionales dentro de la naturaleza, en está los elementos casi nunca estan distribuidos de modo homogéneo, ni se encuentran presentes en la misma forma química en todo el ecosistema, sino que pasan por una serie de transformaciones microbianas (Redfield, 1958).

Algunos de estos elementos a pesar de su baja concentración en relación con los compuestos más abundantes como el O_2 , N, y CO_2 etc., los cuales se agrupan bajo el término de elementos traza, son muy susceptibles de tener un impacto muy importante sobre nuestro entorno terrestre por su actividad química y a consecuencia de su acumulación en ciertas zonas marinas, terrestres, etc. Este es el caso de los derivados del azufre como el dióxido de azufre (SO_2), el sulfuro de carbonilo (COS), el sulfuro de carbono (CS_2), el ácido sulfhídrico (H_2S) introducidos por procesos naturales y por actividades humanas encontrándose presentes en la atmosfera a razón de casi una molecula por cada diez millones de otras (Junge, 1961).

Los primeros estudios intensivos de los componentes sulfurados se iniciaron hace unos veinte años con los trabajos de Junge, 1961., que puso de manifiesto la presencia de finas partículas de sulfato en la estrátosfera. Este descubrimiento fue el punto de partida de numerosos trabajos, tanto de origen experimental como teóricos para intentar comprender todas las éta-

pas del ciclo del azufre. El interes por el ciclo del azufre fue ampliamente impulsado de nuevo cuando investigadores Suecos observaron en los años setenta un aumento en la ácida de las aguas naturales de los países Nórdicos., ácida que atribuyeron al depósito de ácido sulfúrico formado por la oxidación del dióxido de azufre emitido por los países industrializados limítrofes.

Desde hace más de una década se descubrió que se ignoraba casi todo el ciclo del azufre principalmente en su etapa marina y que era necesario apoyarse desde el principio sobre una valoración tan completa como fuera posible, que tomara en consideración la intensidad de las fuentes naturales y antropogénicas (Eriksson,1963).

A partir de esa fecha se ha estudiado intensamente el proceso biológico de la mineralización de los compuestos del azufre especialmente las actividades de sulfatorreducción bacteriana, así como, los mecanismos análogos de medición de compuestos sulfurados in situ de cuantificación bacteriana sulforreductora en sistemas marinos (Fenchel,1970 ; Castellví,1980 ; Jørgensen,1974,1977).

Según Peterson y Junge, 1971., la atmosfera tiene un contenido medio de azufre de aproximadamente dos millones de toneladas, pero está, no es más que una zona de paso por la cual circulan cada año cerca de docientos millones de toneladas de azufre en distintas formas químicas. Esta cantidad de azufre procede de un tercio de actividades humanas y el resto, la mayor parte, de tres depósitos que continuamente intercambian materia entre sí: La litósfera, Hidrósfera y la Biomasa.

El azufre en la hidrosfera es también uno de los componentes principales (especialmente en los Estuarios y Océanos), donde esta presente casi en su totalidad en forma de sulfatos. Los iones de sulfato constituyen cerca del 7 % de la masa de sal marina, o sea 2.65 mg/lit (Bernard, 1982).

Otras dos fuentes insuficientemente cuantificadas, son las volcánicas y las biológicas. El vulcanismo es responsable de la emisión a la atmosfera del dióxido de azufre (SO_2), el sulfuro de carbonilo (COS), y en menor cantidad de gas sulfhídrico y aerosoles de sulfato.

En los estudios hechos por Eriksson, 1963., y posteriormente por Kellogg, 1972., Friend, 1973., en los años setenta se evidenció la existencia de un déficit entre las intensidades de todas las fuentes y la intensidad de las deposiciones. Por ello, y para equilibrar el balance los investigadores han sugerido -- una cuarta fuente natural, la aportada por la degradación de la materia orgánica.

Después del C, O_2 , H, N y P componentes principales de la materia orgánica, de la biosfera, litosfera e hidrosfera, el azufre es uno de los metaloides más abundantes de las anteriores capas (fig. 1), en la que forma parte de la materia viva en forma de algunos aminoácidos (Metionina y Cistina) y enzimas (Edward S. y Deevey, 1970). Es debido a que el azufre es uno de los componentes de los vegetales por lo que entra en la composición de los combustibles fósiles (Carbón e Hidrocarburos), estos al ser extraídos de las plataformas petroleras y minas de carbón, pasan a ser un contaminante al ser quemados por actividades in-

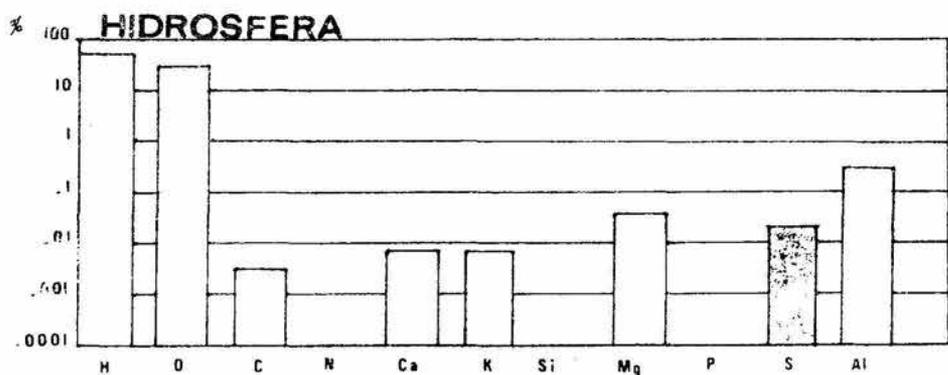
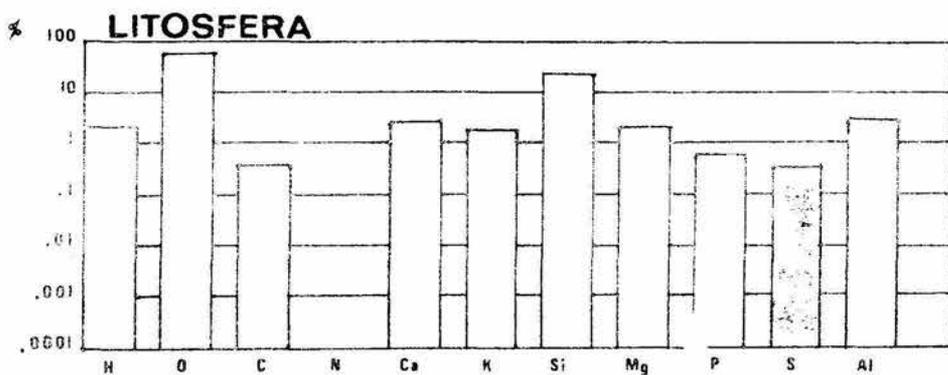
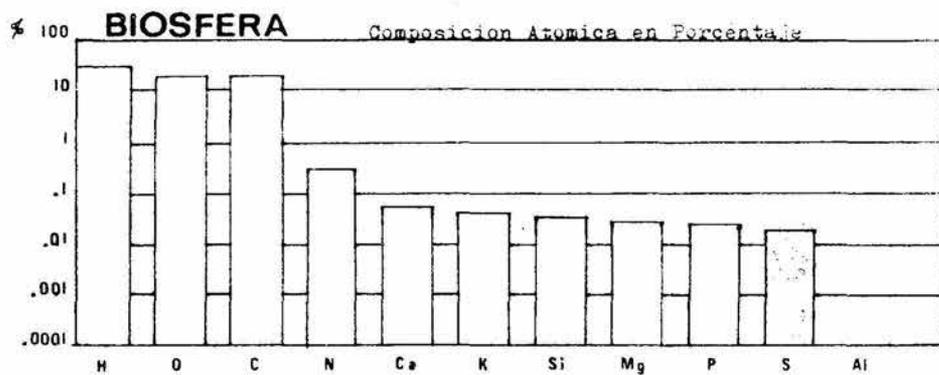


fig. 1

industriales, en forma de dióxido de azufre.

La degradación natural de los vegetales terrestres ó de los organismos marinos es también una causa de la emisión de compuestos azufrados. El ácido sulfhídrico es producido básicamente por la descomposición bacteriana en condiciones anaerobias lo que se conoce desde los trabajos de Postgate, 1950., y la cuantificación de esta fuente biológica constituye aún uno de los problemas principales en la evaluación del ciclo del azufre.

Las tasas de emisión de estos compuestos han sido medidas a través de diez años en áreas muy activas biológicamente como zonas forestales, extensiones pantanosas y lagunas costeras -- con cultivo de algas (Bonsang, 1976). Posteriormente se incrementaron las medidas directas de producción por la biomasa bacteriana (Jørgensen, 1977 y 1978), que midió la tasa de liberación del ácido sulfhídrico a la atmosfera en una costa marina sedimentada y siguió el ciclo de las transformaciones del azufre inorgánico en un Fiordo Danes a partir de estimaciones in situ de la reducción del sulfato medido con técnica de radio-marcadores.

Otro método, consiste en cubrir un área de la interfase agua-sedimento con una caja herméticamente cerrada donde se acumule el desprendimiento del ácido sulfhídrico producido por la actividad bacteriana. Las tasas de producción medidas de esta manera corresponden a un desprendimiento que tiene un rango de decenas de miligramos a gramos de ácido sulfhídrico por m^2 /año según el área. Sin embargo, las tasas de desprendimiento

pueden ser variables en función de la fotosíntesis, pH, Eh, la irradiación solar, temperatura y los cambios estacionales.

El estudio de la actividad de algunos grupos bacterianos es muy importante ya que constituye un eslabón de la cadena trófica y por consecuencia un punto de interés dentro del estudio de la dinámica energética de un sistema ecológico.

El reconocer el principio ecológico de que las interacciones de los organismos y su medio ambiente son recíprocas es muy importante en el estudio de cualquier ecosistema, ya que el medio ambiente no determina sólo las condiciones bajo las cuales la vida existe, sino que también los organismos influyen a su vez sobre el ambiente abiótico y lo controlan de muchas formas (Redfield, 1958). Tal es el caso de la desnitrificación que empobrece un área dada por pérdida de nitrógeno desprendido hacia la atmósfera (Castellvi, 1981). El término desnitrificación se aplica con propiedad a la reducción de nitrato a nitrito, amoníaco y particularmente a nitrógeno gaseoso. Sin embargo, últimamente el término se ha usado ampliamente para denotar cualquier cambio bacteriano que conduzca a la formación de nitrógeno gaseoso el cual deriva de nitratos, amoníaco o compuestos orgánicos de nitrógeno (Hall, 1950).

De la misma forma que los compuestos nitrógenados son mineralizados por procesos microbianos, ciertos grupos bacterianos transforman en sulfatos a los compuestos del azufre teniendo como producto final el ácido sulfhídrico (Jørgensen, 1978). Por otro lado, el ácido sulfhídrico producido como producto final de este proceso puede bajar la alcalinidad de un suelo in-

corporándole azufre. El abono con azufre se ha usado con éxito en la regeneración de los suelos alcalinos, en el cual el azufre incorporado se oxida por la acción de las bacterias y el ácido sulfhídrico desprendido baja la excesiva alcalinidad del mismo (Hall, 1950).

Así vemos, que dentro de los ecosistemas tienen lugar cambios incesantes en la naturaleza física y química de los materiales inorgánicos por organismos que reincorporan nuevos compuestos y fuentes de energía al medio ambiente ingresándolos a ciclos biogeoquímicos que dependen unos de otros, regulando así, un flujo continuo de nutrientes que son vitales en la distribución, abundancia y limitación de un gran número de organismos (Jørgensen, 1978 ; Deevey, 1970 ; Kellogg, 1972).

Los ecosistemas marinos no necesitan grandes concentraciones de azufre como es el caso para el nitrógeno y fósforo, ni es el azufre un factor limitante para el desarrollo de plantas y animales, sólo en concentraciones muy elevadas (Castellvi, 1981). No obstante el ciclo del azufre es vital en el esquema conjunto de la producción y mineralización de nutrientes, ya que la economía y producción biológica de una masa de agua están reguladas en las transformaciones de los elementos biogeoquímicos a materia orgánica asimilable (Odum, 1972 ; Takahashi, 1968).

Un ejemplo de esto nos lo dan los procesos sulforreductores y sulfoxidadores que al producir sulfuros de hierro en los sedimentos, el fósforo es convertido de una forma insoluble a una forma soluble, transformándose asimilable para los organismos vivos (Nedwell, 1977).

Takahashi y Ichimura, 1968., en un estudio de los lagos Japoneses encontraron que las bacterias sulfurosas fotosintéticas solo aportan de un 3 a un 5 % de la producción total anual en la mayoría de los lagos no estancados, en tanto que en los lagos estancados ricos en ácido sulfhídrico estas bacterias producían un 25 % de la fotosíntesis total.

Las bacterias sulfurosas que en su mayor parte son acuáticas y que en un gran número de situaciones juegan un papel secundario en la producción de la materia orgánica, pueden funcionar en ocasiones bajo condiciones desfavorables, ayudando así, al desarrollo en general de plantas verdes y jugando así, un papel importante en el ciclo de muchos minerales en los sedimentos acuáticos (Odum, 1956).

Básicamente el ciclo del azufre en el mar presenta dos vías metabólicas:

- La Sulfoxidación, que oxida compuestos los cuales actúan como aceptores de electrones dando soporte a las poblaciones bacterianas sulforreductoras.
- La Sulfatorreducción, que reduce compuestos los cuales actúan como fuente de energía utilizable por las bacterias sulfoxidantes (Castellvi, 1981)c).

En los sistemas pantanosos, estuarinos ó de gran aporte de materia orgánica donde las condiciones de anaerobiosis son estrictas, se presenta esta parte del ciclo del azufre en la cual las formas oxidadas del mismo pueden actuar como aceptores de electrones en las reacciones de reducción de la materia orgánica, dando como producto final de este proceso el ácido sulfhí-

drico que en parte queda fijado por iones metálicos y por otra queda libre en el ambiente dando ese olor característico a huevo podrido (Jørgensen y Cohen, 1979 ; Nedwell, 1978).

El ácido sulfhídrico a su vez es un producto reducido capaz de dar soporte energético a las bacterias sulfoxidantes que autotóficamente sintetizan materia orgánica utilizando CO_2 como fuente de carbono y O_2 como aceptor de electrones, siendo estos dos procesos opuestos (uno oxidativo y otro reductivo), pero -- que son complementarios, ya que por una vía se logra anaerobicamente la mineralización de la materia orgánica (Sulforreducción) y por otra, se realiza la síntesis de la misma (Sulfoxidación) Castellvi, 1981 c y d ; Jørgensen, 1977 ; Odum, 1972.

Investigaciones previas han demostrado que existe una relación entre las bacterias reductoras de sulfato con los procesos metanogénicos, que se encuentran ampliamente distribuidos en la naturaleza. Su distribución y actividad están restringidos a medio ambientes anóxicos, en donde las bacterias asociadas (Sulfoxidadoras y sulforreductoras) mantienen un bajo Eh (Potencial redox) y producen sustratos necesarios para la metanogénesis, -- así como otros factores de nutrición (Mah, 1977).

La metanogénesis en los sedimentos puede ser afectada por la presencia de aceptores inorgánicos de electrones que pueden inhibir este proceso por desarrollo desmedido de las bacterias -- sulforreductoras que pueden competir por el sustrato o por la producción de concentraciones tóxicas de H_2S .

Los niveles máximos de metano se hallan a profundidades dentro del sedimento donde el sulfato está agotado y el máximo de

bacterias sulfatorreductoras se hallen en la interfase agua-sedimento, mientras que el máximo de bacterias metanogénicas están más alejadas de la interfase antes mencionada sedimento adentro (Mah, 1970).

Otros investigadores están a favor del punto de vista de que ambos fenómenos son mutuamente exclusivos, esto es, que la reducción del sulfato precede a la formación del metano en la diagenesis de la materia orgánica (Barnes, 1976 ; Oremland, 1978). Por tanto, se cree que en el medio ambiente donde se desarrollan estos procesos existe una sucesión ecológica en la cual las bacterias sulforreductoras se hallarían arriba de las metanogénicas en las columnas de sedimento (Claypool, 1974., citados por Oremland, 1978).

Area de Estudio

El estudio se realizó en un sistema estuarino tropical denominado Estero Pargo adjunto a la Laguna de Términos, que está separada del Golfo de México por la Isla del Carmen, cuya longitud es de 40 Km., es baja y boscosa situada entre las barras de Puerto Real y Principal. La laguna tiene una longitud de 30 Km de este a oeste y 40 Km de norte a sur, se inicia en la punta de Xicalango y se dirige al sureste hasta las bocas de las Lagunas del Pon, Atasta, Puerto Rico y Boca chica donde vierte el Río Palizada a través de la Laguna de las Cruces.

Sigue al oeste hasta las bocas de Balchacah y de los Pargos, culmina al norte en Punta Molón en el Estero de Sabancuy en cu-

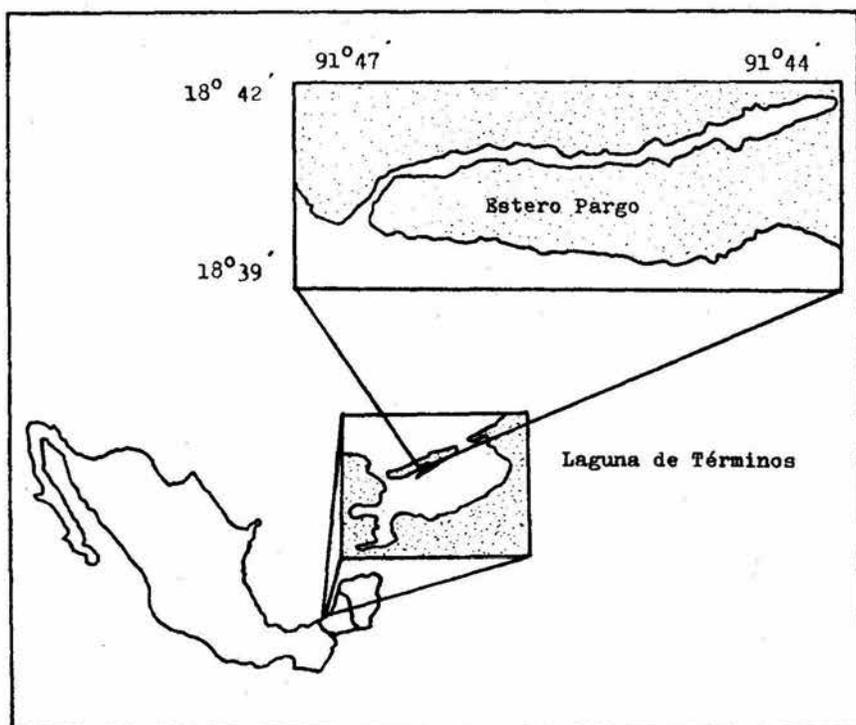
Las riberas se halla la población de este nombre. Estero Pargo se localiza geográficamente al Oeste de la Isla del Carmen entre los paralelos 18°- 39' y 18°- 42' de latitud norte y los meridianos 91°- 44' y 91°- 47' de longitud oeste. Se encuentra en la barra sedimentaria al norte de la Laguna de Términos que constituye la Isla del Carmen. El Estero presenta la forma de cuña y comprende un área aproximada de 55000 m²(fig. 2).

Características Climáticas

El clima del área es tropical lluvioso con precipitaciones máximas en verano (Tamayo, 1962). La estación meteorológica -- del Centro de Investigaciones Marinas del Carmen U.N.A.M. registró durante 1982 los siguientes datos:

Precipitación :	Total en el año	960 mm
	Máxima en el año	160 mm
	Minima en el año	120 mm
Humedad :	Máxima promedio en el año	91 %
	Media promedio en el año	84.53 %
	Minima promedio en el año	45.00 %
Presion Atmosferica :	Máxima promedio en el año	1021.98 mb
	Media promedio en el año	1019.28 mb
	Minima promedio en el año	1014.21 mb
Temperatura :	Máxima en el año	39 °C
	Media en el año	26 °C

Localización del área de estudio (fig. 2)



En la figura se puede apreciar la localización geográfica de la isla del Carmen y Estero Pargo que se encuentra al Norte de la Laguna de Términos.

Radiación solar : Tomada del libro de estudios del clima solar
de la Republica Mexicana de Ignacio Galindo
y Adolfo Chavez, 1980.

Enero = 375 cal/cm ² x día	
Feb. = 450 " "	
Mar. = 425 " "	
Abr. = 500 " "	
May. = 525 " "	Invierno = 400 cal/cm ² x día
Jun. = 500 " "	Verano = 500 " "
Jul. = 500 " "	Otoño = 450 " "
Agt. = 500 " "	Primavera = 470 " "
Sep. = 475 " "	
Oct. = 425 " "	
Nov. = 400 " "	
Dic. = 375 " "	

Los vientos dominantes provienen del Noreste y sureste con una velocidad media de 5-8 Km (Ayala-Castañares, 1963). Entre los factores ecológicos de los que se tiene información tenemos:

Batimetría

Los rangos de profundidad en el área de estudio fluctúan de 1.10 m a 2.90 m., siendo la profundidad media de 2.0 m. Se encontro en general que la transparencia del agua es media bajo condiciones estandar (Segura y Wong, 1980).

Salinidad

Se ha observado que la salinidad presenta variaciones durante las diferentes épocas del año y en el curso del día, dependiendo de la intensidad o dirección de las corrientes, evaporación y descarga de ríos y mares (Mandelli y Botello, 1975).

Tipo de Sedimento del fondo

En la mayor parte del Estero se encuentra generalmente sedimentos Limo-arcillosos y sólo a la entrada del mismo se encuentra arena fina y conchas de moluscos. Los sedimentos superficiales de la Isla del Carmen están constituidos por fragmentos de conchas de moluscos con abundantes gasterópodos y foraminíferos (Segura y Wong, 1980).

Fauna

Se ha reportado como fauna acompañante a lo largo del Estero, moluscos de la especie Melongena corona y fragmentos de conchas de Crassostrea rhizophora, el cual es abundante en algunas partes del estero.

Vegetación circundante y del fondo

En la parte final del estero predomina una gran cantidad de palmeras y a lo largo del mismo se encuentra principalmente -- Rhizophora mangle. En el fondo se encuentra la fanerógama Thalassia testudinum (Zazur, 1961).

Objetivo

Caracterización de la actividad bacteriana sulfoxidadora :

- a) En tres épocas del año (Lluvias, nortes y secas).
- b) Relación de dicha actividad con los siguientes parámetros ambientales: pH, Oxígeno, Temperatura, Salinidad, Liberación de ácido sulfhídrico (H_2S), Productividad primaria y Materia orgánica.

Para el espíritu del hombre vale más un vicio limpio que una virtud sucia. El vicio limpio_ puede ser una energía redimible. Hay en él, - guardado, un acto de valor. En cambio en la _ virtud sucia supone siempre un ánimo débil. Con seguridad un acto de cobardía.

Del Libro de las Pruebas de los Mayas (CANEK)

MÉTODOS

DETERMINACION DE LA ACTIVIDAD SULFOXIDANTE

Para la determinación de la actividad sulfoxidante se incubaron los concentrados de los sedimentos a 23 °C., durante un mes aproximadamente en un medio de cultivo según Castellvi, 1981., bajo condiciones aerobias. En este medio el tiosulfato representa el sustrato oxidable y su desaparición se valora con I_2 y KIO_3 0.04 N., almidón al 2 % y ácido sulfúrico concentrado.

Preparado el medio de cultivo, éste se reparte en frascos de vidrio de 250 ml previamente esterilizados (200 ml c/u). Se esteriliza los frascos con el medio a 15 lb. de presión durante 20 minutos.

La toma de muestras se realiza en un área previamente delimitada dentro del estero (en la parte media del mismo) a unos 50 m del embarcadero, poco profunda y sin alterar ; Se toma la muestra con un nucleador de nlexiglass introduciéndolo 15 cm., en el sedimento; Se saca y se introduce en la parte inferior del mismo una jeringa esteril modificada (con la punta cortada) con la cual se toma 10 ml de sedimento húmedo y se inocular al frasco con medio.

Se procede de igual manera cada dos horas en los demás muestras durante un período de 24 horas en época de lluvias, Nortes y Secas; Cada vez que se toma una muestra es llevada al laboratorio y se titula inmediatamente con una alícuota de 10 ml dejándose dos patrones; la titulación se hace periódicamente (cada 3 ó 4 días).

Se gráfican los resultados en papel milimétrico y semilog

para obtener curvas de actividad por hora, día y temporada. La actividad sulfoxidante se expresa en mg de Azufre oxidado por litro de agua y por día.

DETERMINACION DE LA POBLACION TOTAL VIABLE DE BACTERIAS

SULFORREDUCTORAS

Para la determinación del número probable de bacterias sulforreductoras se procedió al aislamiento y cultivo de las mismas en un medio según Post-Gape, 1966., para su crecimiento bajo condiciones anaerobias.

Una vez delimitada la zona de trabajo se procede a la toma de muestras cada dos horas durante un período de 24; La muestra de agua se toma con un frasco de vidrio esteril de 250 ml directamente de la interfase agua-sedimento; La muestra de sedimento se hace con un nucleador de plexiglass como ya se describió para la técnica sulfoxidante; los 10 ml de sedimento inoculados aquí se hacen en frascos esteriles con 90 ml de Medio mineral dado por Lyman y Fleming, 1940.

Tomadas las muestras son llevadas al laboratorio, se hacen tres diluciones a la decima para agua y sedimento en tubos en rosca con 9 ml de medio mineral estéril (Diluciones para agua, 0, -1, -2 y para sedimento a la -1, -2, -3).

Los tubos con medio para sulfatorreductoras son puestos a baño maria a ebullición para fundir el medio; una vez fundido se pasa a otro baño maria a 60 °C.

Una vez hechas las diluciones y puestos los tubos con el agar licuado, se les sirve primero 1 ml de la dilución de agua (un mililitro por cada dilución), después se agrega 1 ml del indicador (Se prepara unos minutos antes con 0.125 de Sal de Mohr y 0.4 de Clorhidrato de cisteína), se marcan, se tapan y se agitan cuidadosamente. Se procede de la misma manera con las muestras de sedimento.

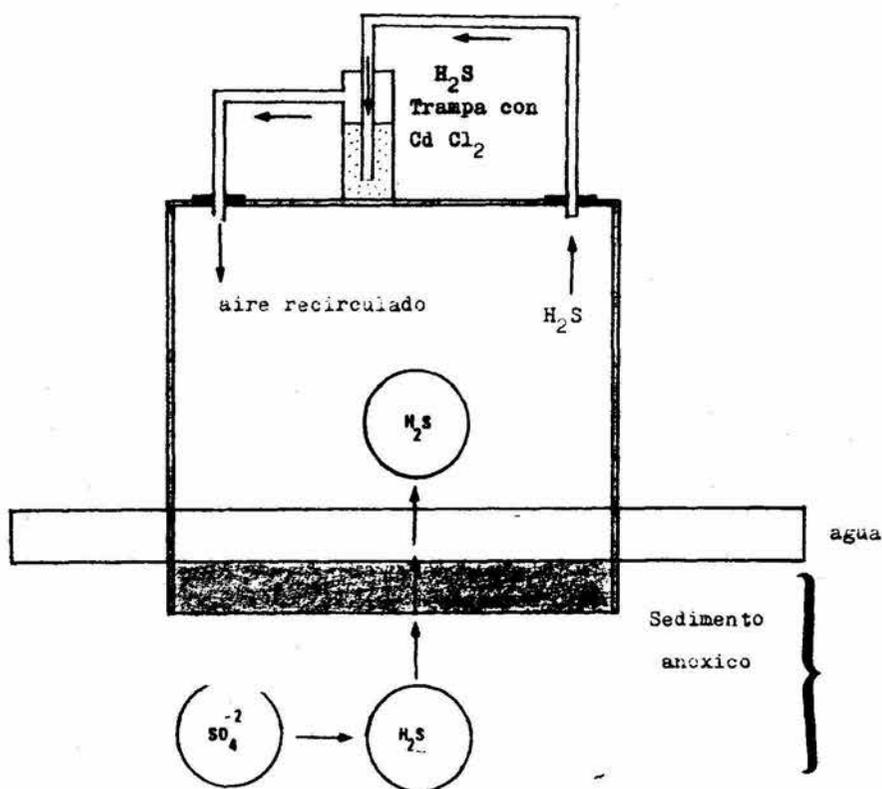
Los tubos ya inoculados y tapados se dejan enfriar en agua fría para que solidifique el agar, se les quita el tapon de algodón y se sellan con parafina. Todo esto se hace bajo condiciones estériles. Se incuban a 30 °C y se leen a las 24 horas.

METODO DE MUESTREO EN LA ESTACION DE 24 HORAS

(Medición de la liberación de ácido sulfhídrico)

Para la medición de la liberación del ácido sulfhídrico (H_2S) del sedimento por medio de las bacterias sulfatorreductoras se trabajó con un aparato especial diseñado por Jørgensen, 1978; el cual fué modificado según nuestras necesidades (fig. 3)., Con dicho aparato es atrapado el ácido sulfhídrico con una trampa de $Cd Cl_2$ al 2 %, el cual lo precipita como $Cd S$ para ser valorado por medio de una titulación de I_2 0.025 Molar según Golterman, 1971. Removiendo la trampa a intervalos regulares, la liberación del ácido sulfhídrico puede ser seguida en el curso del tiempo y calculada por unidad de área. Un circuito de aire cerrado es usado para evitar la interferencia

Fig. 3. Sulfato reducción bacteriana. El sulfato es reducido a ácido sulfhídrico (H_2S) por actividad bacteriana sulforreductora y liberado del sedimento a la atmosfera donde es atrapado en una caja de plexiglass transparente con una trampa de $CdCl_2$ el cual lo precipita como CdS para su posterior valoración.



Sulfato reduccion Bacteriana (Fig. 3)

del ácido sulfhídrico atmosférico y para desplazar el que se genera en el aparato evitándose la estratificación del mismo (fig. 3).

Se coloca la caja de plexiglass (de 40 x 40 cm de largo y ancho, por 15 cm de altura) en un área previamente delimitada cercana a donde se han tomado las demás muestras, con un rango de profundidad de (+) 10 cm., ya que el agua no debe sobrepasar la altura de la caja.

Una vez colocada la caja debemos esperar dos horas para la primer lectura, ya que hay que esperar el desprendimiento del ácido sulfhídrico sin la interferencia del aire atmosférico. Pasado el intervalo de tiempo, se pone la solución de $Cd Cl_2$ - 10 ml en la trampa y se conecta la bomba de aire para que desplace al H_2S desprendido hacia la trampa donde es atrapado y precipitado como $Cd S$, después de 15 minutos se apaga la bomba y se retira la solución de la trampa totalmente para su posterior valoración. Se hace lo mismo cada dos horas durante un periodo de 24 horas.

Una vez colectadas las muestras se procede a la valoración como sigue: Se agregan a los 10 ml de la solución colectada, 5 ml de una solución de Iodo 0.025 molar (M); Se agrega a la anterior muestra 5 ml de HCl 4 M., lentamente y se titula el exceso de Iodo con una solución de tiosulfato 0.01 N.

Los datos de la titulación con Iodo, así como sus respectivas concentraciones se calculan con la siguiente fórmula :

$$X = \frac{(C_i.V_i - C_t.V_t)}{V_s - 1}$$

DONDE:

- C_i = Concentración de I_2 $\frac{1}{2}$ (m mol l^{-1})
 V_i = Volumen de la solución de I_2 usado (ml)
 C_t = Concentración de tiosulfato $\frac{1}{2}$ (m mol l^{-1})
 V_t = Volumen de tiosulfato $\frac{1}{2}$ (ml)
 V_s = Volumen de la muestra (ml)

DETERMINACION DEL OXIGENO DISUELTO

Se uso el método Winkler modificado por Carrit y Carpenter, 1966. , según Strickland y Parsons, 1972., el cual consiste en formar en la muestra una cantidad equivalente de Iodo al oxígeno presente., el Iodo se determina por calibración usando tiosulfato de sodio valorado. Las muestras de oxígeno deben ser tomadas inmediatamente que se extrae del agua la botella muestreadora (Van Dorn) y directamente de la misma. Esto es para minimizar la pérdida o ganancia de oxígeno que puede resultar de un cambio de temperatura o presión en la superficie, o de la acción bacteriana en la materia organica.

El frasco en el que se va a coleccionar la muestra se enjuaga cuando menos dos veces. Una vez enjuagada la botella, introducir el tubo de plástico hasta el fondo de la botella y vertir el agua lentamente para evitar la formación de burbujas, a medida que la botella se llena, se retira gradualmente el tubo de plástico manteniendo su extremo siempre por debajo de la superficie de la muestra. Permitir que el agua rebese ligeramente y retirar el tubo de vaciado, agregar 1 ml de reactivo Sulfato Manganoso, y 1 ml de Yoduro alcalino, para prevenir la oxidación del aire, insertando la punta de la pipeta por debajo de la superficie de la muestra.

Tapar rápidamente, teniendo cuidado de no formar burbujas de aire, verificando que el tapon cierre herméticamente. Mezclar enérgicamente y dejar reposar. Se guarda la muestra y una vez en el laboratorio se introduce en la parte superior de la misma donde es perfectamente clara 1 ml de ácido sulfhídrico - concentrado de la misma manera que se describió anteriormente, volver a tapar y agitar enérgicamente hasta disolver completamente el precipitado. Se miden 25 ml de la muestra y se transfieren a un matraz de 200 ml ; se titula con tiosulfato de sodio 0.01 N. valorado con KIO_3 hasta que la muestra aclare un poco, agregar unas gotas de almidón al 2 % (4 gotas) y continuar titulando hasta que la muestra tome el vire característico (azul), pasando después a transparente.

Al calcular los resultados del análisis se hace una corrección al volumen de la muestra usado, pues dos mililitros fueron desplazados por los reactivos ($MnSO_4$ y $KOH-KI$). El contenido de oxígeno se registra como mililitros de oxígeno por litro de agua de mar en condiciones estandar y se calcula como sigue: 1 meq. de tiosulfato = 5.6 ml de O_2 en condiciones estandar de temperatura y presión ; $V_i.N_i$ = Número de meq. de tiosulfato de sodio valorado usados en el punto de equivalencia donde:

V_i = ml de tiosulfato de sodio

N_i = normalidad del tiosulfato de sodio

Corrigiendo para una muestra de 25 ml y convirtiendo a un litro tenemos:

$$ml O_2/lt = \frac{(v_i.N_i)(5.6)(1000)}{25} \times F \text{ entre } 7 = p.p.m$$

$$\frac{130-2}{130} (25)$$

En donde $F = 5/V$

F = Factor de corrección del tiosulfato

V = Volumen de tiosulfato para el blanco (Promedio)

DETERMINACION DE LA PRODUCTIVIDAD PRIMARIA

(Método de las Botellas claras y oscuras)

La productividad primaria de un sistema ecológico se define como la velocidad a la que es almacenada la energía por la actividad fotosintética o quimiosintética de organismos productores en forma de sustancias orgánicas susceptibles de ser utilizadas como material alimenticio.

La Mayoría de la fotosíntesis marina es debida al fitoplancton microscópico y una prueba de ello puede ser encerrada en una pequeña botella de vidrio. Si la fotosíntesis o respiración ocurre, el oxígeno y el CO_2 contenido en el agua dentro de la botella cambiara y es por medición de estos cambios que la tasa de fotosíntesis es determinada.

Las muestras para las mediciones fotosintéticas no deben ser tomadas de la zona eufótica; La colección de las muestras es muy importante y sólo botellas de vidrio o plástico pueden ser utilizadas.

Se usa una botella Van Dorn para tomar las muestras de agua, tomando todas las precauciones descritas para la determinación del oxígeno; una vez llenados los frascos se procedio a meterlos en las líneas de incubación.

Una vez seleccionada el área de muestreo se procede a colocar las líneas de incubación dentro de la zona fótica, sacando una línea cada 6-8 horas. Cada línea de incubación contiene -- tres frascos.

- a) La botella que se fija sirve para determinar la concentración original de Oxígeno (Botella obscura fijada, y se marca con un círculo rodeando al número de la botella (x).
- b) La disminución de oxígeno en la botella obscura indica la cantidad de respiración de productores y consumidores, y se marca con una línea superior al número de la botella (\bar{x}).
- c) En tanto que el cambio de oxígeno en la botella clara refleja el oxígeno producido por fotosíntesis.

Las líneas una vez incubadas y extraídas se trabajan de la misma manera que para el oxígeno

Obtenidos los datos de la titulación de las botellas, se calculan con las siguientes fórmulas:

$$P.B. = \frac{605 \times N. (\text{Vol.Tios.Bot. Clara} - \text{Vol.Tios.Bot. Obscura})}{\text{Número de horas} \times P.Q}$$

$$P.N. = \frac{605 \times N. (\text{Vol.Tios.Bot. Clara} - \text{Vol.Tios.Bot. Fijada})}{\text{Número de horas} \times P.Q.}$$

$$R. = \frac{605 \times N. (\text{Vol.Tios.Bot. Fijada} - \text{Vol.Tios.Bot. Obscura}) \times R.Q}{\text{Número de horas}}$$

En donde:

P.B = Productividad bruta

P.N = Productividad neta

R = Respiración

P.Q = Coeficiente fotosintético = 1.2

R.Q = Coeficiente respiratorio = 1.0

N = Normalidad del tiosulfato

Los valores de P.Q y R.Q son constantes dadas por Strickland y Parsons, 1972. Los términos de productividad bruta y neta son usados en conjunto con las medidas de fotosíntesis para -- distinguir entre la síntesis total verdadera de materia orgánica resultado de la exposición a la luz y la formación de materia orgánica neta que se encuentra después de llevarse a cabo la respiración y otras pérdidas que ocurren en las células de las plantas simultáneamente al proceso fotosintético.

DETERMINACION DE LA MATERIA ORGANICA

La materia orgánica en el mar puede ser dividida en dos categorías; La materia orgánica disuelta y la materia orgánica -- particulada. La materia orgánica disuelta comprende el material diluido, así, como el material coloidal que pase por un filtro de membrana de 0.05 micrometros (Riley, 1975).., citado por Strickland y Parsons, 1972. La materia orgánica particulada -- consiste principalmente de detritus, fitoplancton y zooplanc-- tón. La cantidad de carbono orgánico particulado originado a -- partir de los detritus es una fracción alta del carbono total, cuyas concentraciones oscilan entre 10 ug en aguas profundas y 100 ug en aguas superficiales (Rosales L.1979. U.N.A.M.)

El método más comunmente usado relaciona la estimación del

carbón orgánico, usando la técnica modificada por Jackson, 13-58 de Walkley y Black, 1959., la cual utiliza el calor exotérmico y la oxidación con dicromato de potasio, ácido sulfúrico -- concentrado, titulando el exceso de dicromato con una solución de sulfato de hierro y amonio.

Las muestras de sedimento fueron colectadas con un nucleador de plexiglass, introduciendo el mismo unos 10 cm al sedimento. Se toma del nucleador una cantidad significativa (+, - 100 g), ayudándonos con un pedazo de vidrio estéril, con el cual se metió el sedimento a un frasco estéril; Tomada la muestra es llevada al laboratorio para su análisis; Se toma el peso húmedo de la muestra y se pone a secar a 70 °C, una vez seco se muele en un mortero y se tamiza; Se toma .2 g de sedimento seco y tamizado (La cantidad de la muestra esta en función del contenido de materia orgánica de la misma). Se coloca la muestra (.2 g) en un matraz Erlen-Meyer de 500 ml, se agrega 10 ml de la solución 1 N de dicromato de potasio y mezclar por 1 minuto, después de esto, se agrega 20 ml de H₂SO₄ concentrado muy lentamente, agitando suavemente por 1 minuto con el objeto de asegurar la completa mezcla de los reactivos con el sedimento, teniendo cuidado de que la muestra no quede adherida a las paredes del matraz y quede fuera de contacto con los reactivos. Dejar reposando la muestra por 30 minutos, diluir después con 200 ml de agua destilada; agregar 10 ml de H₃PO₄ al 85 % agitando, se agrega 0.2 g de NaF, se mezcla, y 15 gotas del indicador difenil-amina. Se titula con la disolución de sulfato ferroso; el color cambia de café verdoso a azul oscuro y el punto de equivalencia pasa a verde brillante.

Se corre un blanco exactamente igual pero sin muestra.

Los resultados se calculan con la siguiente ecuación :

$$\% \text{ de Carbono orgánico} = 10 (1-T/S) / 1.0 N (0.003)(100/W) /$$

Donde:

T= ml de la solución de Fe SO_4 en la titulación de la muestra

S= ml de la solución de Fe SO_4 en la titulación del blanco

0.003 = 12/4000 = peso en meq. del carbono

1.0 N = normalidad del dicromato de potasio

10 = Volumen del dicromato de potasio en ml

W = Peso de la muestra de sedimento en gramos.

Otras Mediciones

Se determino el pH en sedimento cada dos hora con un potenciómetro Corning modelo pH-meter 3D., La salinidad se midio -- con un refractometro marca American Optical 10440, 0-30 ; La temperatura se midio con un termometro de Mercurio (de 20 °C a 100 °C) directamente en la zona de trabajo.

Algunos hombres prefieren un ideal ; otros la realidad. De esto resulta una discordia que encona los espíritus. Nunca los hombres concilian sus opiniones, a lo más que llegan es a soñar la realidad o a vivir el ideal. Pero el verdadero hombre debe ser más exigente y más humano, debe querer la mejor realidad; la posible, la que madura y crece en sus manos. Esto _ será como vivir el ideal de la realidad.

Del Libro de las Pruebas de los Mayas (CANEK)

Resultados

El primer muestreo se realizó en época de lluvias donde la actividad sulfoxidadora presentó un máximo de 10.7 mg de S oxidado por gramo de sedimento día en la primer fecha de valoración el cual decrece paulatinamente conforme pasa el tiempo -- hasta llegar a cero (fig. 3.2). Se puede apreciar durante el _ transcurso del día que la actividad varía conforme la hora del mismo llegando a un máximo durante las primeras horas de la noche (7.30 P.M) y un mínimo a las 9.0 A.M. por la mañana (Fig. 3.1). No se puede apreciar una gran diferencia entre los valores máximo y mínimo, ya que esta no es muy grande.

Las gráficas en papel semilogaritmico de la actividad sulfoxidadora en las tres épocas del año, nos muestran la velocidad de la actividad en base a sus pendientes (fig. 6.0 , 7.0, 8.0). Se pudo notar que cada muestra presenta diferente pendiente en cada época del año (pag. 53).

Con respecto a los parámetros medioambientales pudo verse _ que el pH más bajo registrado durante el día, coincide con la actividad máxima sulfoxidadora y con uno de los puntos máximos de desprendimiento de H_2S a la atmosfera (fig. 3.1, 11, 10). _ El oxígeno parece tener una relación directa con esta actividad y la materia orgánica una relación indirecta en la misma. La materia orgánica se mantiene muy constante a lo largo del _ día, más no así el oxígeno que presenta un incremento diurno y un decremento nocturno (fig. 13, 14).

El número viable de bacterias sulfatorreductoras se ve incrementado a media noche y en las primeras horas de la madrugada _

en donde la actividad sulfoxidadora parece mantenerse constante durante esta época. La productividad primaria es mayor durante el día y menor en la media noche manteniéndose así en las primeras horas de la madrugada, coincidiendo de alguna manera con los máximos y mínimos de la actividad sulfoxidadora (fig. 18).

La materia orgánica no presenta un gradiente muy marcado -- con respecto al día y la noche, ni con los otros parámetros ambientales; sucede lo mismo con la salinidad, pero no así, con la temperatura que sí muestra variación diurna y nocturna (fig. 12). El número de bacterias sulfatorreductoras varia en el sedimento y en el agua, aunque coinciden en sus puntos máximos alrededor de la media noche (fig. 16, 17).

En la segunda campaña realizada en época de nortes se muestra el mismo comportamiento en la actividad sulfoxidadora que en la campaña anterior (época de lluvias). Se presenta un máximo de 12.0 mg de S oxidado por gramo de sedimento día y un mínimo de 9.0 mg S/g en la primer fecha de valoración que corresponde al día de muestreo (fig. 4.0). También aquí, se muestra un decremento paulatino conforme transcurre el tiempo de incubación y decrecen los nutrientes del medio de cultivo, como se discutira más adelante (fig. 4.1).

La actividad sulfoxidadora al igual que en época de lluvias muestra la tendencia a situar sus puntos máximos en las horas de la noche y los mínimos en las primeras horas de la mañana (fig. 4.0). En este segundo muestreo se puede apreciar mejor que los valores máximos de sulfoxidación coinciden con altos desprendimientos de gas sulfhídrico, bajo pH y una baja consi-

derable en la concentración de oxígeno (fig. 10, 11, 14).

En las primeras horas de la madrugada el desprendimiento de gas sulfhídrico hacia la atmosfera llega a su máximo, la concentración de oxígeno baja y el pH es bajo; la actividad sulfoxidadora decrece a partir de las 20.0 horas hasta encontrar su mínimo a las 4.0 A.M (fig. 4.0). Los valores del pH son menos ácidos que en época de lluvias donde se presenta una variación diurna más marcada. La salinidad y la temperatura se mantienen sin grandes variaciones durante el día, aunque se puede observar un incremento en la salinidad con respecto a la campaña anterior (fig. 9). La materia orgánica es muy constante a través del día y del año, no mostrando una relación directa con los parámetros ambientales anteriores (fig. 13). La productividad primaria muestra el mismo patrón que en época de lluvias, teniendo sus valores máximos a medio día y los mínimos en la madrugada (fig. 19).

El número de bacterias sulfatorreductoras tiene sus puntos más altos a partir de la media noche y sus valores más bajos a las doce horas, coincidiendo con los más altos desprendimientos de gas sulfhídrico, bajo pH y un decremento significativo en la concentración de oxígeno (fig. 16, 17).

El tercer muestreo realizado en época de secas presenta una actividad sulfoxidante muy similar a las campañas anteriores presentando un máximo de 12.4 mg de S oxidado por gramo de sedimento día en la primer fecha de valoración, con la variante aquí, de un aumento notorio en la actividad de la segunda fecha de valoración, para después tener un decremento paulatino

nasta llegar a cero (fig. 5.1). También se presenta un máximo y un mínimo en la actividad sulfoxidadora según la hora del día con el mismo patrón que en las campañas anteriores (fig. 5).

El pH no presenta variaciones muy drásticas, aunque los valores más bajos tienden a coincidir con los máximos sulfoxidadores, altas tasas de desprendimiento de gas sulfhídrico en donde este tiende ha aumentar más en las primeras horas de la mañana donde se estabiliza y la actividad sulfoxidante tiende a bajar (fig. 5.0, 10.0).

La temperatura parece no jugar un papel muy importante debido a que se mantiene muy constante a través del día y de la noche (fig. 12); la salinidad por el contrario, no presenta marca da variación diurna, pero sí estacional, teniendo su máximo en esta época y su mínimo en época de lluvias (fig. 9). La materia orgánica no presenta ninguna tendencia estacional según se puede notar en las gráficas de la misma (fig. 13).

El oxígeno muestra un claro incremento diurno y un decremento nocturno, presentando una posible relación inversamente proporcional a la actividad bacteriana sulfoxidadora (fig. 14). El número viable de bacterias sulfatorreductoras se incrementa un poco en esta época, aunque parece no tener variaciones diurnas pero, sí un ligero incremento a partir de media noche (fig. 16, 17).

Discusion de Resultados

La actividad sulfoxidadora muestra características propias muy singulares con respecto a los parámetros ambientales, es-

tacionales y diarios. En la campaña de lluvias, nortes y secas se observan curvas de actividad que muestran una tendencia a presentar sus máximos en la primera fecha de valoración con I_2 y KIO_3 para tener posteriormente un decremento paulatino hasta llegar a cero (fig. 3.2, 4.1, 5.1). Este comportamiento tiene lugar debido a que los nutrientes en un medio de cultivo son limitados y no presentan una renovación ciclica como sucede en medio ambientes naturales (Redfield, 1958); Por eso las bacterias sulfoxidadoras inoculadas dentro de los frascos de cultivo presentan su actividad máxima cuando los nutrientes se encuentran en abundancia, al ir disminuyendo estos, la actividad tenderá como consecuencia que ir reduciéndose paralelamente a los nutrientes; Esto refleja por un lado que dentro de la zona hay actividad bacteriana sulfoxidante que muestra tener una ligera tendencia a presentar una mayor actividad nocturna y una menor actividad diurna, debido a la influencia de parámetros ambientales estacionales y diarios que imperan dentro de la zona de estudio. Y por otro, la velocidad y magnitud de la actividad sulfoxidadora dentro de la misma zona.

Las pendientes muestran que dicha velocidad no es la misma en cada muestra ni en cada época. Esto nos muestra que la velocidad y magnitud de la actividad sulfoxidadora puede variar aún dentro de la misma área de muestreo y durante el transcurso del año. Estas diferencias pueden deberse a la heterogeneidad del sedimento que no necesariamente muestra los mismos perfiles de reducción alrededor de una misma área (Jørgensen, 1977).

Los resultados muestran que los máximos diarios de la acti-

vidad bacteriana sulfoxidadora en las tres épocas del año presentan una variación estacional no muy marcada, pero sí una variación durante el transcurso del día y la noche (fig. 3.1, 4.0, 5.0). El ácido sulfhídrico es liberado durante la descomposición anaerobia del material orgánico el cual contiene cerca del 1 % del peso seco de proteína unida al azufre, también el ácido sulfhídrico es producido por la reducción constante del sulfato debida a la respiración anaerobia bacteriana. Al menos en medio ambientes marinos estos procesos parecen dominar (Jórgensen, 1977). La tasa de liberación del gas sulfhídrico del sedimento a la atmósfera parece tener influencia directa sobre la actividad sulfoxidadora como lo muestran las gráficas de dichos parámetros, dicha tasa presenta también un claro comportamiento estacional y diario (fig. 10).

En época de lluvias la liberación fue medida durante un período relativamente caliente con cielo despejado y de 2-4 cm de agua cubriendo constantemente el sedimento. Se observó que la tasa de liberación en esta época del año fue más alta que en las otras y no muestra cambios diarios muy marcados a diferencia de la de nortes y secas que muestran una menor tasa de liberación y cambios diarios más marcados mostrando el máximo durante las primeras horas de la noche y la madrugada y sus mínimos en las horas de la mañana (fig. 10).

Creemos que tal diferencia en cuanto a las tasas de liberación estacional radica principalmente en una menor tasa de actividad sulfoxidadora en época de lluvias la cual oxida menos ácido sulfhídrico debido al estrato de agua tan pequeño (2-4,

cm) que cubria al sedimento, ya que un estrato de agua con una saturación media de oxígeno es sólo una barrera parcial si es suficientemente baja (Jørgensen, 1978).

En época de nortes y secas la liberación se midió durante un período similar al de lluvias, con la variante aquí, de que el estrato de agua que cubria al sedimento era de 7-9 cm constituyendo una barrera más eficaz para dicha liberación, como lo muestran las diferencias estacionales (fig. 10).

La diferencia diaria se explica porque en el delgado estrato superficial de agua las microalgas bentónicas existentes -- producen oxígeno durante el día oxidando el sedimento circundante haciendo difícil la poca liberación diaria de gas sulfhídrico.

Los cambios diurnos en la reducción sólo se dan abajo de los 5-7 cm del sedimento donde la actividad bacteriana sulfoxidadora y sulforreductora es más intensa. Y que los cambios diurnos y nocturnos sólo afectan los gradientes de liberación del H_2S en la parte superficial del sedimento donde los niveles de reducción se ven afectados por las condiciones de luz (Nedwell, B. 1978).

El oxígeno muestra el mismo patrón de comportamiento a través del día en las tres épocas del año mostrando sus máximos durante el día y sus mínimos durante la noche (fig. 14). La gran actividad fotosintética durante el día nos da la respuesta a esto; Como las condiciones de iluminación y temperatura en la zona de muestreo no cambian mucho durante el curso del año, por consiguiente no se registraron grandes variaciones estacionales

de este parámetro.

El oxígeno juega un papel muy importante sobre la actividad sulfoxidadora, ya que por un lado, constituye una barrera casi impermeable para el desprendimiento de gas sulfhídrico el cual es rápidamente oxidado por el oxígeno disuelto y por otro, que los cambios en la reducción aparecen poco después de anochecer mientras que la liberación empieza inmediatamente. Esto puede indicar que la oxidación fotosintética directa sobre el ácido sulfhídrico (sulfoxidación) ejerce una fuerte regulación de la liberación junto con la oxidación del oxígeno (Jørgensen, 1978). Aunque una gran parte del consumo de oxígeno es usado en la oxidación del ácido sulfhídrico, una acumulación transitoria del mismo en el sedimento causaría una casi completa reoxidación del H_2S a sulfato en la superficie del sedimento. Sin embargo, una gran parte del ácido sulfhídrico que alcanza la superficie debe ser rápidamente oxidado este o no presente la flora bacteriana sulfoxidadora. Por consiguiente, aunque la oxidación química pueda no llevar completamente a sulfato, no se puede discriminar entre la oxidación química y biológica del H_2S (Jørgensen, 1978).

Estudios realizados por Ostlund y Alexander, 1963., citados por Jørgensen, 1978., han calculado que el ácido sulfhídrico sólo puede penetrar unos pocos metros sobre el agua de mar oxidada, a menos que halla una tasa extremadamente alta de mezcla vertical. En aguas superficiales de una profundidad de 10 cm y con cerca de la mitad de la saturación de oxígeno sólo escapan pequeñas trazas de H_2S a la atmosfera, el cual es un sustrato

importante para la actividad sulfoxidadora.

El pH muestra sus valores más bajos en época de lluvias (fig. 11) donde los desprendimientos de gas sulfhídrico son los más altos. Esto parece indicar que hay una relación inversamente proporcional del pH con respecto al gas sulfhídrico desprendido en la zona de estudio, donde a menor pH mayor es la tasa de liberación. También puede influir las grandes precipitaciones de compuestos sulfurados debidas a la quema de combustible fósil en el área estudiada, por medio de lluvias durante esta época, lo que parece mostrar una ligera tendencia estacional de este parámetro, dada por un lado, por alteraciones antropogénicas y por otro a las condiciones meteorológicas naturales.

Este parámetro muestra un comportamiento diurno y nocturno no muy marcado pero sí significativo, que tiende a presentar sus puntos más bajos en las horas de la tarde y de la noche y sus más altos durante las primeras horas de la mañana. Esto muestra de alguna manera la influencia que tienen los microorganismos sobre el medio ambiente que los rodea como ya se mencionó anteriormente.

La temperatura del sedimento no muestra una tendencia estacional y su variación diurna es muy pequeña (fig. 12). No parece mostrar relación con los demás parámetros ambientales. La salinidad muestra cambios diurnos y nocturnos no muy marcados, pero sí muestra un comportamiento estacional muy notorio (fig. 9). La salinidad se dio en época de lluvias y la más alta en secas, debido principalmente a la precipitación pluvial, descarga de ríos y al índice de evaporación.

La materia orgánica del sedimento se tomo como un indice de comparación para ver en que proporción el carbono orgánico forma parte de la actividad bacteriana sulfoxidadora. Por tanto, la distribución del azufre orgánico en la producción del ácido sulfhídrico en los sedimentos costeros puede ser estimada a partir de la entrada del detritus orgánico, del pasto marino (Thalassia testudinun), hojas de mangle (Rhizophora mangle) y que el azufre orgánico contribuye al menos en un 3 % a la producción total del ácido sulfhídrico, ya que el contenido promedio de azufre orgánico es de 1-2 % del peso seco del fitoplancton y de un 0.3 % del peso seco en el pasto marino (Jørgensen, 1977). Esto nos muestra de que al menos una parte significativa de la materia orgánica presente contribuye a mantener la actividad bacteriana sulfoxidadora proporcionandole un sustrato propicio para su actividad metabólica.

En consecuencia el ácido sulfhídrico es un producto reducido que da soporte energético a las bacterias sulfoxidadoras -- que autótroficamente sintetizan materia orgánica utilizable por las bacterias sulforreductoras que juegan también un importante papel en la dinámica energética de la zona estudiada, las que a su vez proporcionan sustratos necesarios para las bacterias metanogénicas (Mah, 1970 ; Castellvi, 1981 a)

Por último podemos decir que si bien la materia orgánica no influye directamente sobre la actividad sulfoxidadora, sí representa una fuente importante de H_2S que podría constituir -- una gran reserva de nutrientes, que Odum, 1972., considera como un fondo común lento de energía dentro del ciclo de los mine-

rales.

La productividad primaria nos muestra la capacidad de materia orgánica producida por actividad fotosintética de los organismos productores del sistema. Por consiguiente la materia orgánica en el sedimento junto con la productividad primaria nos dan un punto de comparación para distinguir en que medida una u otra fuente contribuyen a mantener las condiciones de reducción dentro del sedimento (Takahashi y Ichimura, 1968).

Se analizó el número viable de bacterias sulfatorreductoras con el propósito de determinar si el número de estas era proporcional a la actividad metabólica de las bacterias sulfoxidadoras, ya que ambas juegan un papel importante en los perfiles de oxidación-reducción de los sedimentos y son dependientes unas de otras.

Nuestros resultados muestran que se presenta una relación entre estos dos fenómenos; se aprecia que los números máximos de bacterias sulfatorreductoras se presentan 2-3 horas después de los máximos niveles de actividad sulfoxidadora (fig. 4.0, 5.0, 17). Esto nos muestra que dentro de la máxima actividad sulfoxidadora se oxida una gran parte del H_2S el cual es convertido a sulfato, que nuevamente se convierte a gas sulfhídrico por el metabolismo anaerobio de las bacterias sulfatorreductoras.

Se ha demostrado que gran parte de este H_2S es atrapado en el sedimento por precipitaciones de iones metálicos, quedando algo disuelto en el agua donde es oxidado químicamente en el estrato superficial fótico del sedimento. Aquí, parte del H_2S --

precipitado es reducido a sulfato por actividad de las bacterias sulfurosas quimioautotróficas y fotoautotróficas, otra parte se convierte en pirita que es químicamente más estable (Jørgensen, 1978).

Estos procesos tienen una fuerte influencia sobre la química ambiental del sedimento, mediante una parte significativa del flujo de energía en la cadena alimenticia, descomposición anaerobia y al equilibrio entre el oxígeno y el H_2S como un factor importante para la distribución de los organismos bentónicos (Jørgensen, 1977).

Conclusiones

- En la zona de estudio la actividad bacteriana sulfoxidante mostro tener una mayor actividad nocturna y una menor actividad diurna debido a la influencia de parámetros ambientales que imperan dentro de dicha zona de estudio.
- Esta actividad se ve grandemente influenciada por la tasa de liberación de gas sulfhídrico (H_2S), la concentración de Oxígeno, el pH y por la presencia de luz; La materia orgánica y la productividad primaria tienen una influencia indirecta.
- El H_2S es un producto reducido capaz de dar soporte energético a las bacterias sulfoxidadoras que autotróficamente sintetizan materia orgánica susceptible de ser utilizada por las bacterias sulfatorreductoras.
- La materia orgánica presente contribuye a mantener la actividad sulfoxidadora proporcionandoles un sustrato propicio para su actividad metabólica.
- La profundidad del estrato de agua determina la tasa de liberación del H_2S , mostrando que en zonas con una profundidad mayor de 20 cm de agua, las tasas de liberación son muy pequeñas y viceversa, determinando las áreas de liberación del ácido sulfhídrico.
- La actividad bacteriana sulfoxidadora tiene una fuerte influencia sobre la química ambiental del sedimento junto con los demás procesos heterotróficos de la zona, ya que juegan un

papel importante dentro del flujo de energía dentro del ecosistema y la cadena alimenticia, como un factor importante en la distribución y abundancia de organismos dentro de la zona estudiada.

- La importancia del trabajo radica principalmente en la caracterización de la actividad sulfoxidadora, la cual juega un papel importante en la dinámica energética de un perfil sedimentario poco estudiado en sistemas lagunares tropicales a través de un ciclo anual.
- En base a los resultados obtenidos es necesario ampliar el estudio en el análisis de sulfuros y sulfatos en sedimento y agua, Mecanismos de formación de Pirita y contenido de azufre total en el sedimento con el objeto de complementar los trabajos sobre la actividad de los microorganismos en la producción y mineralización de la materia orgánica.

RESULTADOS DEL PRIMER MUESTREO REALIZADO EN EPOCA DE
LLUVIAS (20- Octubre -1983) Tabla 1

Resultados de las valoraciones en muestras sulfoxidadoras

<u>20/ Oct. /83</u>			<u>24/ Oct. /83</u>		
I_2	KIO_3		I_2	KIO_3	
M-1 =	10.7	4.3 mg S/lt	4.5	2.4	mg S/lt
M-2 =	10.1	4.1 " "	4.5	2.1	" "
M-3 =	10.1	4.2 " "	4.0	2.3	" "
M-4 =	9.4	4.0 " "	4.2	1.9	" "
M-5 =	9.4	3.5 " "	3.9	1.7	" "
P-1 =	11.5	6.0 " "	4.8	3.8	" "
P-2 =	11.0	6.0 " "	4.5	3.8	" "
<u>28/ Oct. /83</u>			<u>3/ Nov. /83</u>		
I_2	KIO_3		I_2	KIO_3	
M-1 =	4.0	2.2 mg S/lt	2.1	1.2	mg S/lt
M-2 =	4.2	2.0 " "	3.4	2.5	" "
M-3 =	4.0	2.0 " "	2.4	1.2	" "
M-4 =	4.0	1.9 " "	1.1	1.0	" "
M-5 =	3.5	1.5 " "	0.8	0.2	" "
P-1 =	3.0	2.4 " "	3.5	2.2	" "
P-2 =	4.0	2.6 " "	3.8	2.4	" "

<u>7/ Nov. /83</u>			<u>11/ Nov. /83</u>			
I_2	KIO_3		I_2	KIO_3		
M-1 =	0.1	0.2	mg S/lt	-	-	mg S/lt
M-2 =	3.4	1.5	" "	2.4	1.7	" "
M-3 =	0.4	0.2	" "	0.3	0.2	" "
M-4 =	0.1	0.2	" "	0.1	0.2	" "
M-5 =	0.2	0.2	" "	0.1	0.1	" "
P-1 =	3.2	2.3	" "	2.8	1.6	" "
P-2 =	3.8	2.4	" "	2.2	1.3	" "

<u>15/ Nov. /83</u>			<u>20/ Nov. /83</u>			
I_2	KIO_3		I_2	KIO_3		
M-1 =	-	-	mg S/lt	-	-	mg S/lt
M-2 =	1.4	0.7	" "	0.5	0.1	" "
M-3 =	0.1	0.1	" "	-	-	" "
M-4 =	0.1	0.1	" "	-	-	" "
M-5 =	0.1	0.1	" "	-	-	" "
P-1 =	3.9	1.8	" "	3.1	2.2	" "
P-2 =	3.2	1.3	" "	3.7	2.2	" "

RESULTADOS DEL SEGUNDO MUESTREO REALIZADO EN EPOCA DE
NORTES (17- Febrero - 84) Tabla 2

Resultados de las valoraciones en muestras sulfoxidadoras

17/ Febrero /84

20/ Febrero /84

I_2

KIO_3

I_2

KIO_3

M-1 =	10.2	5.8	mg S/lt	7.5	4.5	mg S/lt
M-2 =	10.8	6.0	" "	8.0	5.7	" "
M-3 =	10.6	6.0	" "	7.6	5.0	" "
M-4 =	9.5	6.5	" "	7.0	4.5	" "
M-5 =	12.0	6.0	" "	9.7	5.0	" "
M-6 =	12.0	6.5	" "	8.0	5.5	" "
M-7 =	11.0	5.5	" "	6.0	5.1	" "
M-8 =	10.0	4.8	" "	5.5	3.0	" "
M-9 =	9.4	4.6	" "	5.0	3.0	" "
M-10 =	9.0	4.0	" "	5.0	3.0	" "
P-1 =	14.3	6.8	" "	10.0	5.4	" "
P-2 =	14.3	6.5	" "	10.0	5.5	" "

24/ Febrero /84

27/ Febrero /84

I_2

KIO_3

I_2

KIO_3

M-1 =	7.5	3.0	mg S/lt	3.0	2.5	mg S/lt
M-2 =	7.5	5.0	" "	7.0	3.8	" "
M-3 =	7.0	4.3	" "	6.0	3.0	" "
M-4 =	7.2	3.2	" "	5.5	2.2	" "
M-5 =	7.8	3.2	" "	5.7	2.8	" "
M-6 =	6.0	3.8	" "	3.8	2.5	" "
M-7 =	6.0	3.1	" "	3.0	2.5	" "
M-8 =	5.8	3.1	" "	3.2	2.5	" "
M-9 =	5.0	3.0	" "	2.5	2.0	" "
M-10 =	3.6	2.5	" "	2.6	2.1	" "

P-1 = 9.4	4.1	mg S/lt	8.8	6.2	mg S/lt
P-2 = 9.0	4.1	" "	8.4	6.0	" "

<u>30/Febrero/84</u>			<u>1/Marzo/84</u>		
I ₂	KIO ₃		I ₂	KIO ₃	
M-1 = 1.1	0.1	mg S/lt	0.4	0.1	mg S/lt
M-2 = 2.1	0.9	" "	0.6	0.1	" "
M-3 = 1.5	0.7	" "	0.6	0.1	" "
M-4 = 1.8	1.0	" "	0.8	0.1	" "
M-5 = 0.8	0.4	" "	0.4	0.1	" "
M-6 = 1.3	0.9	" "	0.3	0.1	" "
M-7 = 1.7	0.6	" "	0.1	0.1	" "
M-8 = 0.9	0.3	" "	-	-	" "
M-9 = 0.4	0.3	" "	-	-	" "
M-10 = 0.5	0.3	" "	-	-	" "
P-1 = 8.0	6.0	" "	7.8	5.2	" "
P-2 = 8.0	6.0	" "	7.1	4.9	" "

RESULTADOS DEL TERCER MUESTREO REALIZADO EN EPOCA DE
SECAS (27- Mayo -1984) Tabla 3

<u>4/ Junio /84</u>			<u>7/ Junio /84</u>		
I ₂	KIO ₃		I ₂	KIO ₃	
M-1 = 12.0	8.0	mg S/lt	12.9	8.3	mg S/lt
M-2 = 9.6	7.6	" "	10.3	7.6	" "
M-3 = 9.8	6.6	" "	10.6	7.3	" "

M-4 =	11.5	7.6	mg S/lt	11.5	8.0	mg S/lt
M-5 =	12.4	8.6	" "	13.0	6.9	" "
M-6 =	9.8	6.6	" "	10.4	7.0	" "
M-7 =	8.3	5.2	" "	9.5	5.3	" "
M-8 =	6.3	5.0	" "	8.4	6.4	" "
M-9 =	7.7	6.4	" "	10.0	7.0	" "
M-10 =	6.3	5.2	" "	9.5	5.4	" "
M-11 =	10.2	6.4	" "	11.0	7.0	" "
M-12 =	9.4	7.2	" "	10.0	7.5	" "
P-1 =	13.0	10.0	" "	12.0	10.0	" "
P-2 =	13.5	10.3	" "	12.3	10.3	" "
<hr/>						
<u>10/ Junio /84</u>			<u>14/ Junio /84</u>			
	I ₂	KIO ₃		I ₂	KIO ₃	
M-1 =	12.0	6.1	mg S/lt	8.4	2.3	mg S/lt
M-2 =	10.8	5.1	" "	7.3	6.1	" "
M-3 =	10.3	4.9	" "	7.0	1.3	" "
M-4 =	12.0	6.6	" "	8.0	2.0	" "
M-5 =	10.8	6.1	" "	7.9	2.0	" "
M-6 =	10.1	5.2	" "	8.3	1.3	" "
M-7 =	9.6	4.8	" "	8.0	0.9	" "
M-8 =	9.0	4.3	" "	7.5	1.3	" "
M-9 =	8.2	3.9	" "	6.4	0.8	" "
M-10 =	8.8	3.6	" "	6.0	0.4	" "
M-11 =	10.8	4.2	" "	8.4	1.2	" "
M-12 =	10.1	4.0	" "	7.3	0.9	" "

P-1 = 11.2	10.0	mg S/lt	9.6	4.8	mg S/lt
P-2 = 11.0	10.0	" "	9.4	5.0	" "
<u>17/ Junio /84</u>			<u>20/ Junio /84</u>		
I_2	KIO_3		I_2	KIO_3	
M-1 = 3.3	0.9	mg S/lt	1.3	0.1	mg S/lt
M-2 = 2.2	0.6	" "	1.0	0.1	" "
M-3 = 2.4	0.6	" "	1.3	-	" "
M-4 = 2.0	0.6	" "	0.9	0.1	" "
M-5 = 2.1	0.6	" "	1.1	0.1	" "
M-6 = 2.3	0.6	" "	0.6	0.1	" "
M-7 = 2.1	0.3	" "	1.1	0.1	" "
M-8 = 2.4	0.6	" "	0.8	-	" "
M-9 = 1.5	0.2	" "	0.8	-	" "
M-10 = 1.9	0.1	" "	0.5	-	" "
M-11 = 2.0	0.8	" "	1.2	0.1	" "
M-12 = 1.8	0.2	" "	1.0	0.1	" "
P-1 = 8.0	6.8	" "	6.2	4.0	" "
P-2 = 8.0	6.4	" "	6.0	4.0	" "

PRODUCTIVIDAD PRIMARIA

Los resultados de la productividad primaria se obtuvieron con el método de las botellas claras y oscuras, las cuales se pusieron en cuatro líneas de incubación como sigue:

Tabla 4

Primer Campaña 20/Oct./83 Epoca de Lluvias

Linea 1 : 4 - 5 - 7 : .1 ml - .1 ml - .1 ml : 6.0 P.M
 Linea 2 : 8 - 9 -13 : .1 ml - .2 ml - .1 ml : 12.0 P.M
 Linea 3 :14 -16 -18 : .1 ml - .1 ml - .2 ml : 6.0 A.M
 Linea 4 :19 -20 -23 : .1 ml - .1 ml - .1 ml : 12.0 A.M

Linea 1 : P.B. = .8402 Mg C/m³ h.
 P.N. = .8402 " " "
 R. = 1.008 " " "

Linea 2 : P.B. = 0.084 Mg C/m³ h.
 P.N. = 0.8402 " " "
 R. = 0.1008 " " "

Linea 3 : P.B. = 0.0840 Mg C/m³ h.
 P.N. = 0.0840 " " "
 R. = 1.008 " " "

Linea 4 : P.B. = 0.8402 Mg C/m³ h.
 P.N. = 0.8402 " " "
 R. = 1.008 " " "

Los Resultados se dan en Mg C/m³ h. y las lineas se quitaron cada seis horas.

Tabla 5

Segunda Campaña 17/Febrero/84 Epoca de Nortes

Linea 1 : 6 - 25 - 5 : 2.0 ml- 1.3 ml- 4.9 ml : 10.0 A.M
 Linea 2 : 22 - 29 - 20 : 2.0 ml- 1.3 ml- 4.5 ml : 6.0 P.M
 Linea 3 : 12 - 26 - 9 : 1.8 ml- 1.3 ml- 2.5 ml : 2.0 A.M

	<u>Linea 1</u>	<u>Linea 2</u>	<u>Linea 3</u>
P.B. =	1.827 Mg C/m ³ h.	1.57 Mg C/m ³ h.	0.441 Mg C/m ³ h.
P.N. =	2.268 " " "	2.01 " " "	0.756 " " "
R. =	0.668 " " "	0.668 " " "	0.378 " " "

Tercer Campaña 27/Mayo/84 Epoca de Secas Tabla 6

Linea 1 : 17- 28- 24 : 2.6 - 3.0 - 4.5 ml : 4.0 P.M.

Linea 2 : 22- 29- 19 : 3.0 - 3.0 - 4.0 ml : 10.0 P.M.

Linea 3 : 12- 26- 9 : 3.5 - 3.0 - 2.5 ml : 4.0 A.M.

Linea 4 : 6- 22- 5 : 2.8 - 3.0 - 4.3 ml : 10.0 A.M.

Linea 1: P.B. = 1.59 Mg C/m³ h.

P.N. = 1.25 " " "

R. = 0.40 " " "

Linea 2: P.B. = 0.84 Mg C/m³ h.

P.N. = 0.84 " " "

R. = 1.00 " " "

Linea 3: P.B. = 0.84 Mg C/m³ h.

P.N. = 0.42 " " "

R. = 0.50 " " "

Linea 4: P.B. = 1.26 Mg C/m³ h.

P.N. = 1.09 " " "

R. = 0.20 " " "

Los resultados se dan en Mg C/m³ h. y las Lineas de la segunda Campaña se quitaron cada 8 horas; las Lineas de la tercer -- Campaña se quitaron cada 6 horas.

RESULTADOS DE LOS PARAMETROS AMBIENTALES ANALOGOS A LA ACTIVIDAD
SULFOXIDADORA EPOCA DE LLUVIAS

TABLA 7

M	pH	T ^o C	S %	ml O ₂ /lt	$\frac{H_2S}{m \text{ mol l}^{-1} \text{ de S}}$	<u>No. Bact.</u>		<u>Mat. Org.</u>	Hora
						Sedimento	Agua	% C/Org.	
1	3.1	32	25	3.4	13.61	2.7×10^4	2.3×10^3	8.85	7.30 P.M
2	6.8	24	24	3.5	13.33	9.5×10^4	3.5×10^4	9.09	11.00 P.M
3	6.0	24	24	2.6	13.05	4.9×10^4	8.3×10^3	9.27	1.00 A.M
4	6.4	23	24	2.8	13.61	1.0×10^5	4.6×10^3	9.46	4.00 A.M
5	5.6	24	24	3.8	13.61	4.7×10^4	1.2×10^3	9.37	9.00 A.M
6	3.5	30	25	4.6	13.61	6.9×10^4	3.9×10^3	8.26	11.00 A.M
7	4.5	30	25	4.5	13.33	7.0×10^3	2.2×10^3	- -	14.00 P.M
8	4.5	30	24	4.9	13.33	2.5×10^4	6.9×10^3	- -	16.30 P.M
9	-	-	-	-	-	-	-	-	-
10	-	-	-	-	-	-	-	-	-
11	-	-	-	-	-	-	-	-	-
12	-	-	-	-	-	-	-	-	-

RESULTADOS DE LOS PARAMETROS AMBIENTALES ANALOGOS A LA ACTIVIDAD

SULFOXIDADORA EPOCA DE NORTES

TABLA 8

M	pH	T°C	S %	ml O ₂ /lt	H ₂ S	No. Bact.		Mat. Org.	Hora
					m mol l ⁻¹ de S	Sedimento	Agua	% C/Org.	
1	7.01	25	32	2.91	2.77	5.0 x 10 ⁵	1.0 x 10 ⁵	7.0	10.00 A.M
2	7.15	25	34	4.71	0.277	2.2 x 10 ⁵	6.9 x 10 ⁴	8.4	12.00 A.M
3	7.9	25	34	5.96	0.277	6.9 x 10 ⁴	2.0 x 10 ⁴	7.3	2.00 P.M
4	7.8	25	35	6.44	3.05	3.0 x 10 ⁵	1.9 x 10 ⁵	7.3	4.00 P.M
5	6.87	29	32	5.96	3.05	3.8 x 10 ⁵	8.7 x 10 ⁴	7.5	6.00 P.M
6	6.80	29	32	3.46	4.44	1.2 x 10 ⁵	6.4 x 10 ⁴	8.4	8.00 P.M
7	6.84	28	35	2.1	4.44	3.3 x 10 ⁵	1.0 x 10 ⁵	8.4	10.00 P.M
8	5.4	27	32	2.5	4.44	5.1 x 10 ⁵	3.4 x 10 ⁵	8.1	12.00 P.M
9	5.9	25	32	2.4	5.55	7.3 x 10 ⁵	2.9 x 10 ⁵	8.9	2.00 A.M
10	5.4	25	32	2.7	6.94	5.9 x 10 ⁵	3.8 x 10 ⁵	7.4	4.00 A.M
11	-	-	-	-	-	-	-	-	-
12	-	-	-	-	-	-	-	-	-

RESULTADOS DE LOS PARAMETROS AMBIENTALES ANALOGOS A LA ACTIVIDAD

SULFOXIDADORA EPOCA DE SECAS

TABLA 9

M	pH	T°C	S %	ml O ₂ /lt	<u>H₂S</u> m mol l ⁻¹ de S	<u>No. Bact.</u>		<u>Mat. Org.</u>	Hora
						Sedimento	Agua	% C/Org.	
1	6.5	26	38	5.14	7.2	5.9 x 10 ⁵	2.1 x 10 ⁴	7.12	1.0 P.M
2	6.0	28	38	6.17	6.94	6.0 x 10 ⁵	2.0 x 10 ⁴	7.21	3.0 P.M
3	5.0	28	38	5.73	6.66	5.5 x 10 ⁵	1.8 x 10 ⁴	7.68	5.0 P.M
4	5.90	25	38	3.73	6.66	5.2 x 10 ⁵	1.8 x 10 ⁴	7.5	7.0 P.M
5	5.6	26	38	2.72	7.5	5.5 x 10 ⁵	1.9 x 10 ⁴	9.0	9.30 P.M
6	4.4	25	35	2.86	8.05	6.3 x 10 ⁵	2.3 x 10 ⁴	7.69	12.0 P.M
7	4.6	25	34	2.86	8.61	6.6 x 10 ⁵	4.6 x 10 ⁴	9.28	2.0 A.M
8	4.5	25	35	3.29	8.61	8.3 x 10 ⁵	3.3 x 10 ⁴	8.62	4.0 A.M
9	5.0	27	36	3.72	8.61	6.0 x 10 ⁵	-	8.25	6.0 A.M
10	5.8	27	36	3.01	8.33	6.3 x 10 ⁵	-	7.21	8.0 A.M
11	6.1	28	38	6.15	7.2	7.0 x 10 ⁵	-	7.31	11.0 A.M
12	6.1	28	38	7.17	7.2	6.0 x 10 ⁵	-	7.5	1.0 P.M

Pendientes de Curvas de Actividad Sulfoxidadora

Epoca de lluvias

TABLA 19

Muestra I_2	Muestra KIO_3
M-1 = 1.2 meq. S/lt	M-1 = 0.6 meq. S/lt
M-2 = 0.55 meq. S/lt	M-2 = 0.2 meq. S/lt
M-3 = 0.8 meq. S/lt	M-3 = 0.55 meq. S/lt
M-4 = 1.55 meq. S/lt	M-4 = 0.45 meq. S/lt
M-5 = 0.45 meq. S/lt	M-5 = 0.75 meq. S/lt
Epoca de Nortes	
Muestra I_2	Muestra KIO_3
M-1 = 2.25 meq. S/lt	M-1 = 1.0 meq. S/lt
M-2 = 0.5 meq. S/lt	M-2 = 0.95 meq. S/lt
M-3 = 0.8 meq. S/lt	M-3 = 1.0 meq. S/lt
M-4 = 0.75 meq. S/lt	M-4 = 1.15 meq. S/lt
M-5 = 2.0 meq. S/lt	M-5 = 1.1 meq. S/lt
M-6 = 2.1 meq. S/lt	M-6 = 1.5 meq. S/lt
M-7 = 1.5 meq. S/lt	M-7 = 1.3 meq. S/lt
M-8 = 1.15 meq. S/lt	M-8 = 0.25 meq. S/lt
M-9 = 1.25 meq. S/lt	M-9 = 0.50 meq. S/lt
M-10 = 1.2 meq. S/lt	M-10 = 0.45 meq. S/lt

Epoca de Secas

Muestra	I_2	Muestra	KIO_3
M-1 = 2.25	meq. S/lit	M-1 = 3.0	meq. S/lit
M-2 = 1.5	meq. S/lit	M-2 = 3.0	meq. S/lit
M-3 = 1.5	meq. S/lit	M-3 = 3.0	meq. S/lit
M-4 = 1.75	meq. S/lit	M-4 = 3.0	meq. S/lit
M-5 = 2.55	meq. S/lit	M-5 = 2.45	meq. S/lit
M-6 = 1.05	meq. S/lit	M-6 = 2.85	meq. S/lit
M-7 = 0.75	meq. S/lit	M-7 = 1.1	meq. S/lit
M-8 = 0.45	meq. S/lit	M-8 = 2.55	meq. S/lit
M-9 = 1.8	meq. S/lit	M-9 = 3.1	meq. S/lit
M-10 = 1.75	meq. S/lit	M-10 = 2.5	meq. S/lit
M-11 = 1.3	meq. S/lit	M-11 = 2.4	meq. S/lit
M-12 = 1.35	meq. S/lit	M-12 = 3.3	meq. S/lit

Resultados de la Actividad Sulfoxidadora en meq. por litro-día

Epoca de Lluvias

TABLA 11

Muestra	I_2	Muestra	KIO_3
M-1 = 14.9	meq. de S lt/día	M-1 = 7.2	meq. de S lt/día
M-2 = 10.7	meq. de " lt/día	M-2 = 3.8	meq. de " lt/día
M-3 = 10.8	meq. de " lt/día	M-3 = 6.95	meq. de " lt/día
M-4 = 16.3	meq. de " lt/día	M-4 = 6.5	meq. de " lt/día
M-5 = 17.1	meq. de " lt/día	M-5 = 7.7	meq. de " lt/día
Epoca de Nortes			
Muestra	I_2	Muestra	KIO_3
M-1 = 24.8	meq. de S lt/día	M-1 = 12.4	meq. de S lt/día
M-2 = 10.8	meq. de " lt/día	M-2 = 13.4	meq. de " lt/día
M-3 = 12.0	meq. de " lt/día	M-3 = 13.0	meq. de " lt/día
M-4 = 11.7	meq. de " lt/día	M-4 = 13.5	meq. de " lt/día
M-5 = 26.2	meq. de " lt/día	M-5 = 13.6	meq. de " lt/día
M-6 = 25.1	meq. de " lt/día	M-6 = 17.3	meq. de " lt/día
M-7 = 18.8	meq. de " lt/día	M-7 = 15.0	meq. de " lt/día
M-8 = 15.1	meq. de " lt/día	M-8 = 5.4	meq. de " lt/día
M-9 = 15.1	meq. de " lt/día	M-9 = 6.9	meq. de " lt/día
M-10 = 14.4	meq. de " lt/día	M-10 = 6.6	meq. de " lt/día

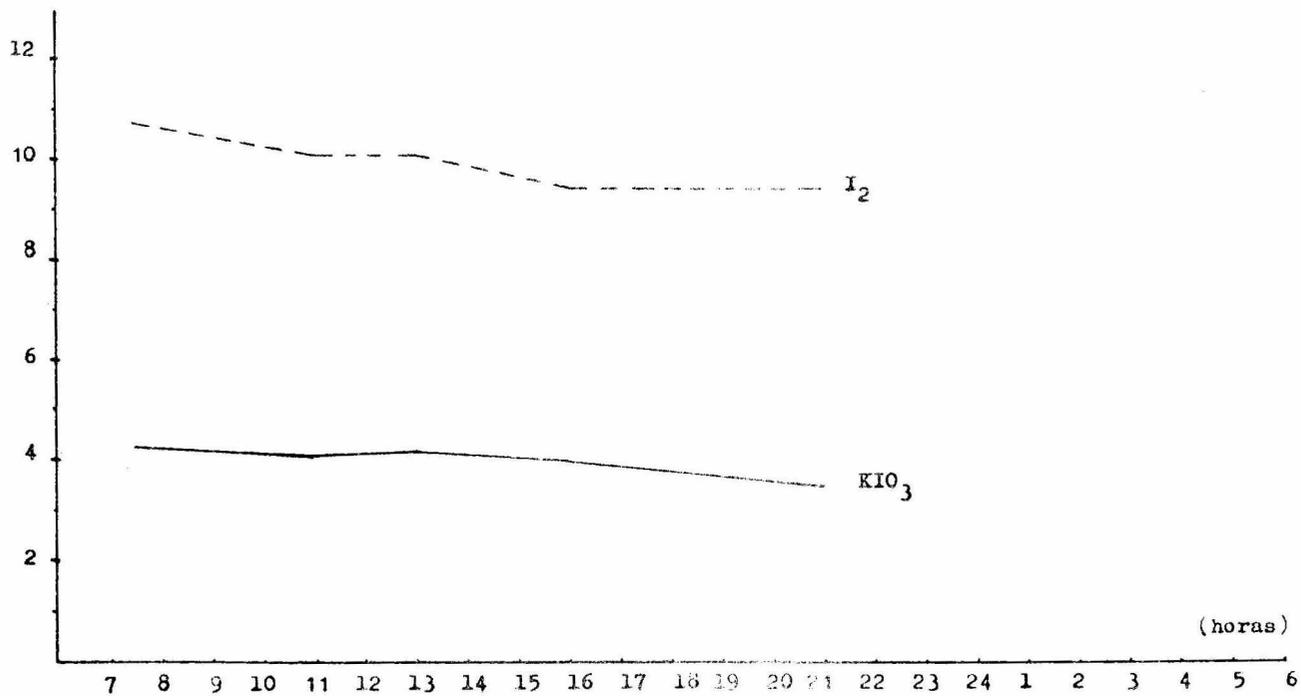
Epoca de Secas

Muestra	I ₂	Muestra	KIO ₃
M-1 = 32.5	meq. de <u>S</u> lt/día	M-1 = 30.5	meq. de <u>S</u> lt/día
M-2 = 18.0	meq. de " lt/día	M-2 = 30.0	meq. de " lt/día
M-3 = 18.3	meq. de " lt/día	M-3 = 29.8	meq. de " lt/día
M-4 = 20.75	meq. de " lt/día	M-4 = 30.2	meq. de " lt/día
M-5 = 30.9	meq. de " lt/día	M-5 = 25.4	meq. de " lt/día
M-6 = 16.4	meq. de " lt/día	M-6 = 28.8	meq. de " lt/día
M-7 = 10.9	meq. de " lt/día	M-7 = 12.4	meq. de " lt/día
M-8 = 9.4	meq. de " lt/día	M-8 = 26.4	meq. de " lt/día
M-9 = 20.2	meq. de " lt/día	M-9 = 31.7	meq. de " lt/día
M-10 = 21.4	meq. de " lt/día	M-10 = 25.0	meq. de " lt/día
M-11 = 16.8	meq. de " lt/día	M-11 = 24.6	meq. de " lt/día
M-12 = 8.5	meq. de " lt/día	M-12 = 13.9	meq. de " lt/día

Curva de la actividad Sulfoalidadora - Hora Epoca de lluvias

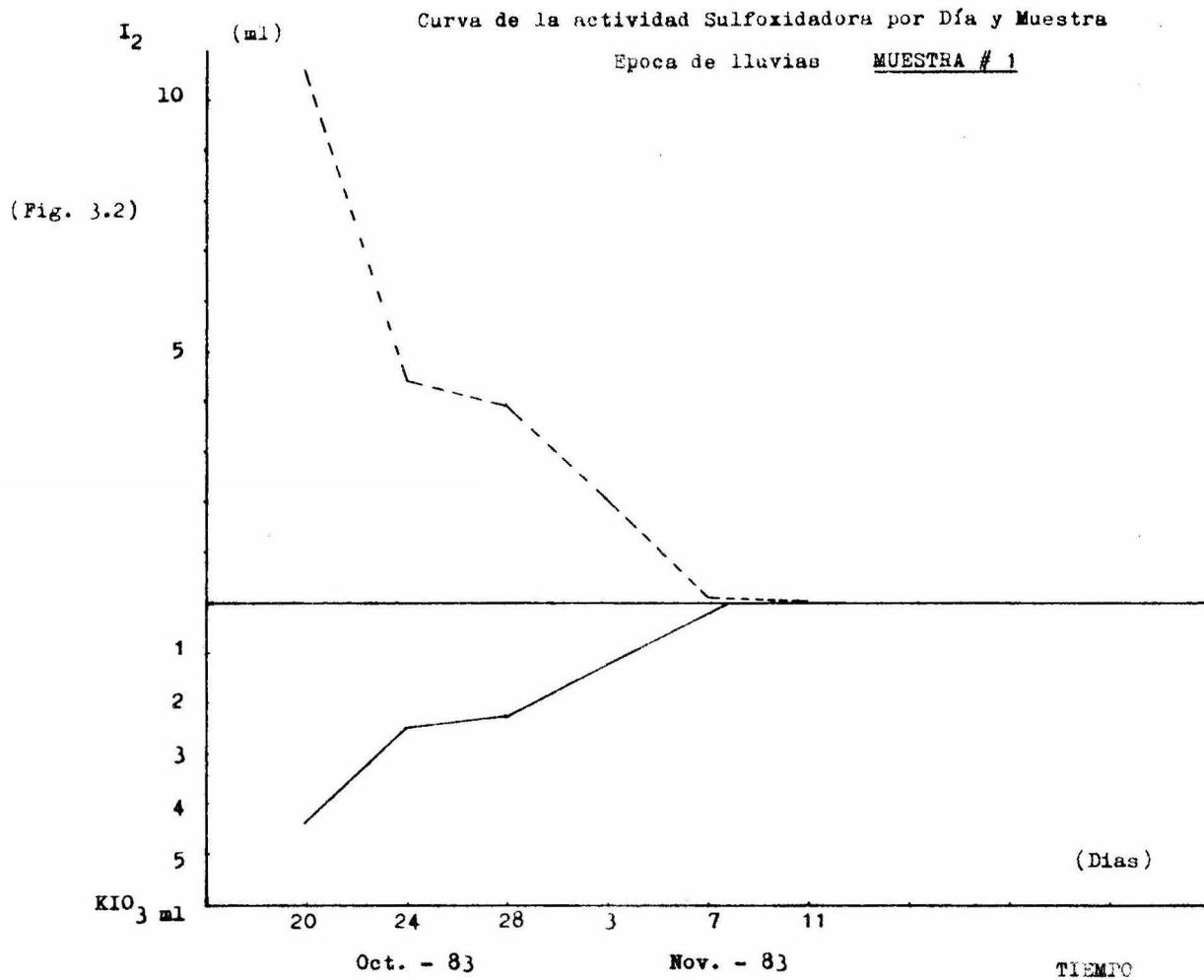
I_2 ml - KIO_3 (ml)

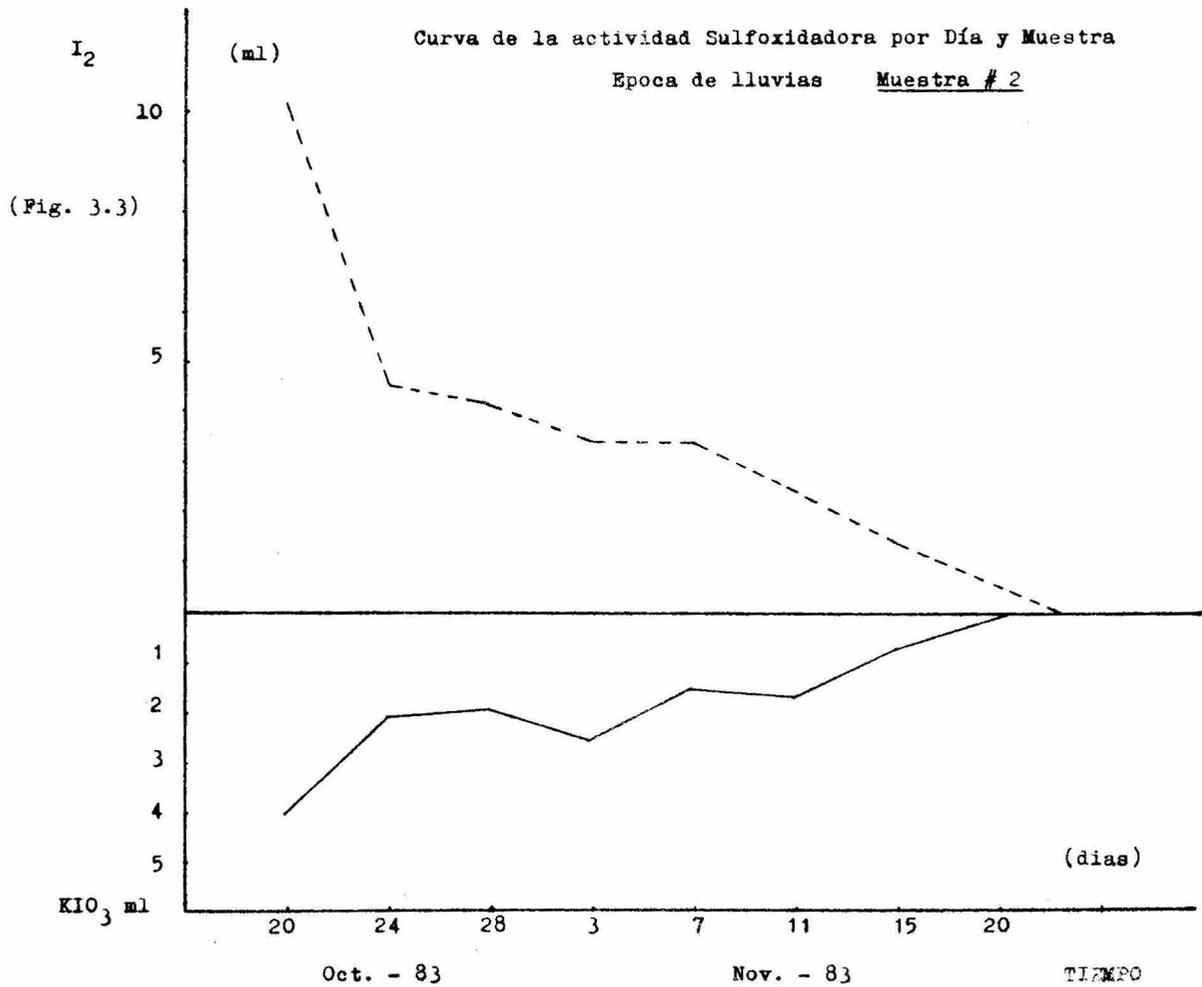
Muestra # 1

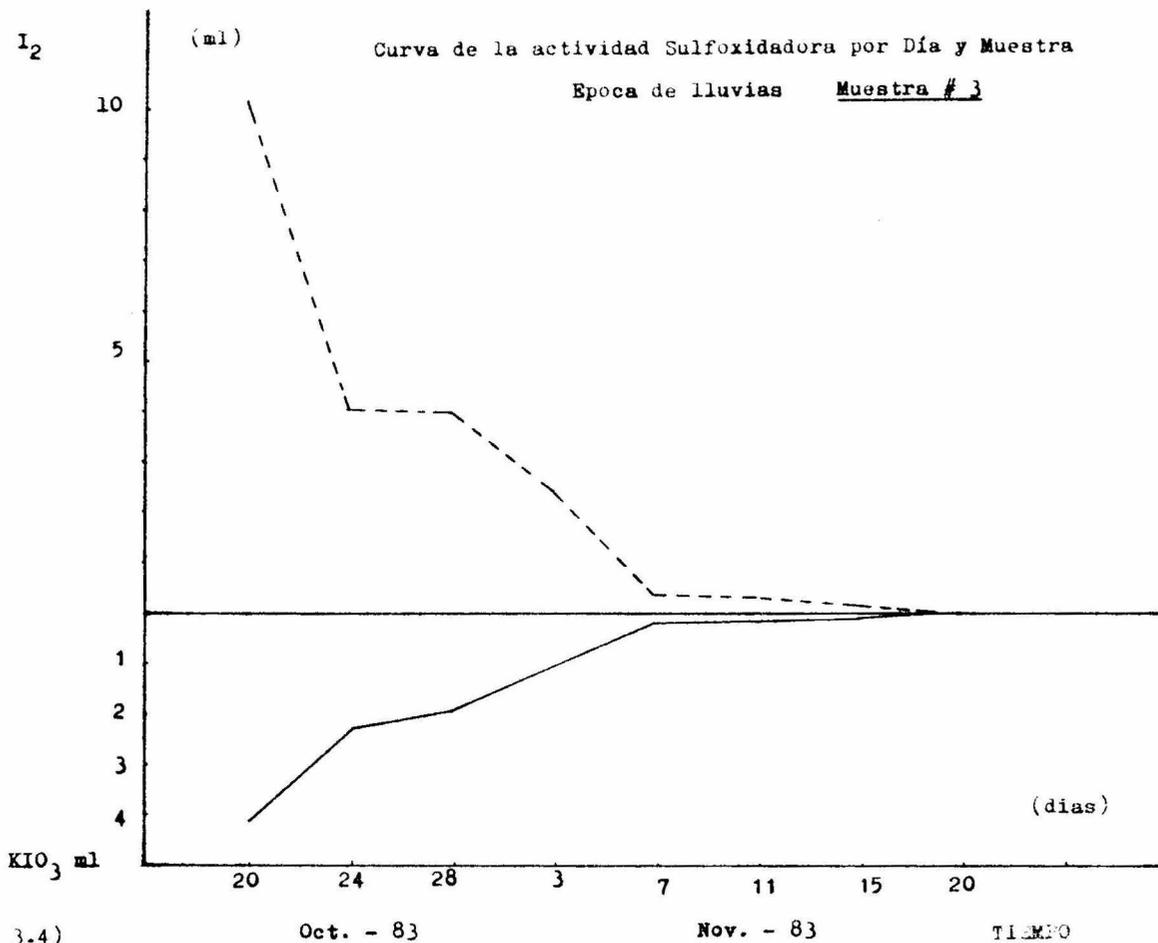


(Fig. 3.1)

TIEMPO





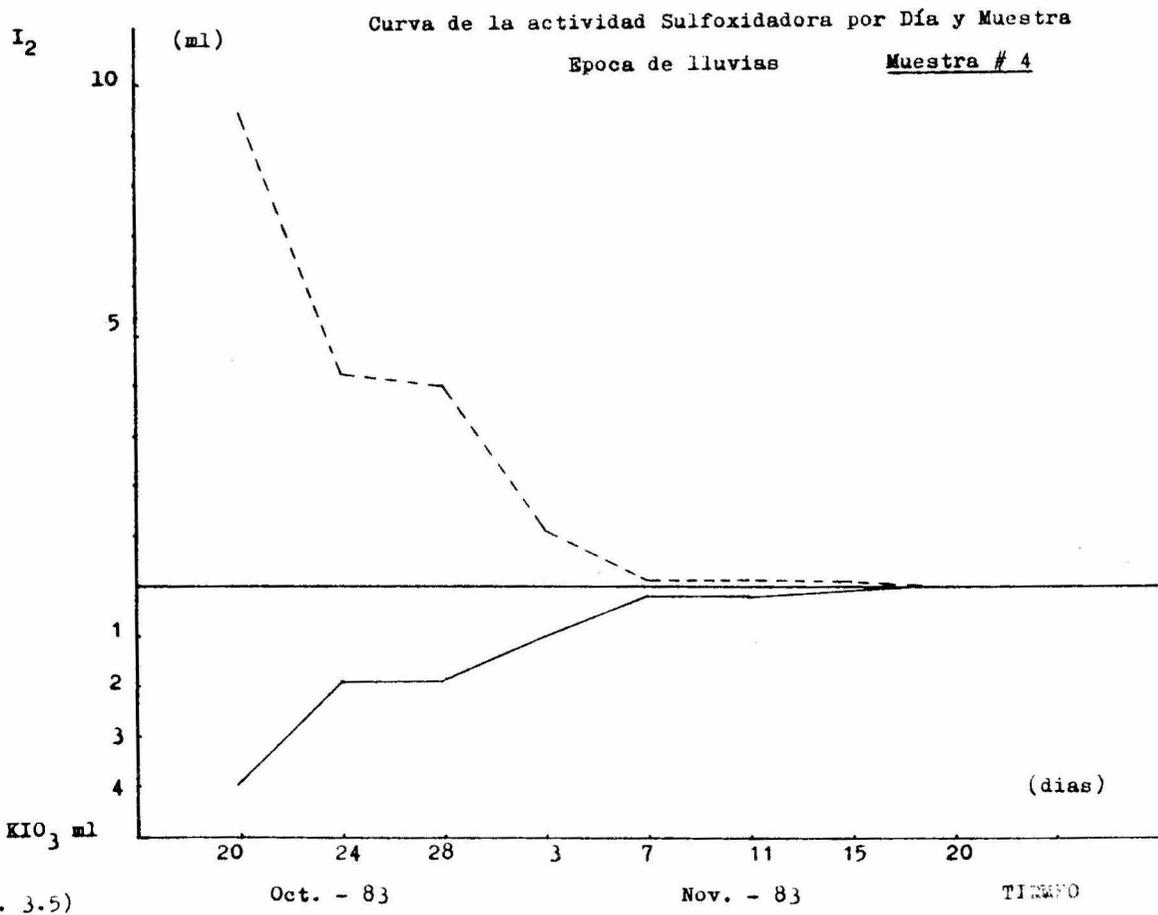


(fig. 3.4)

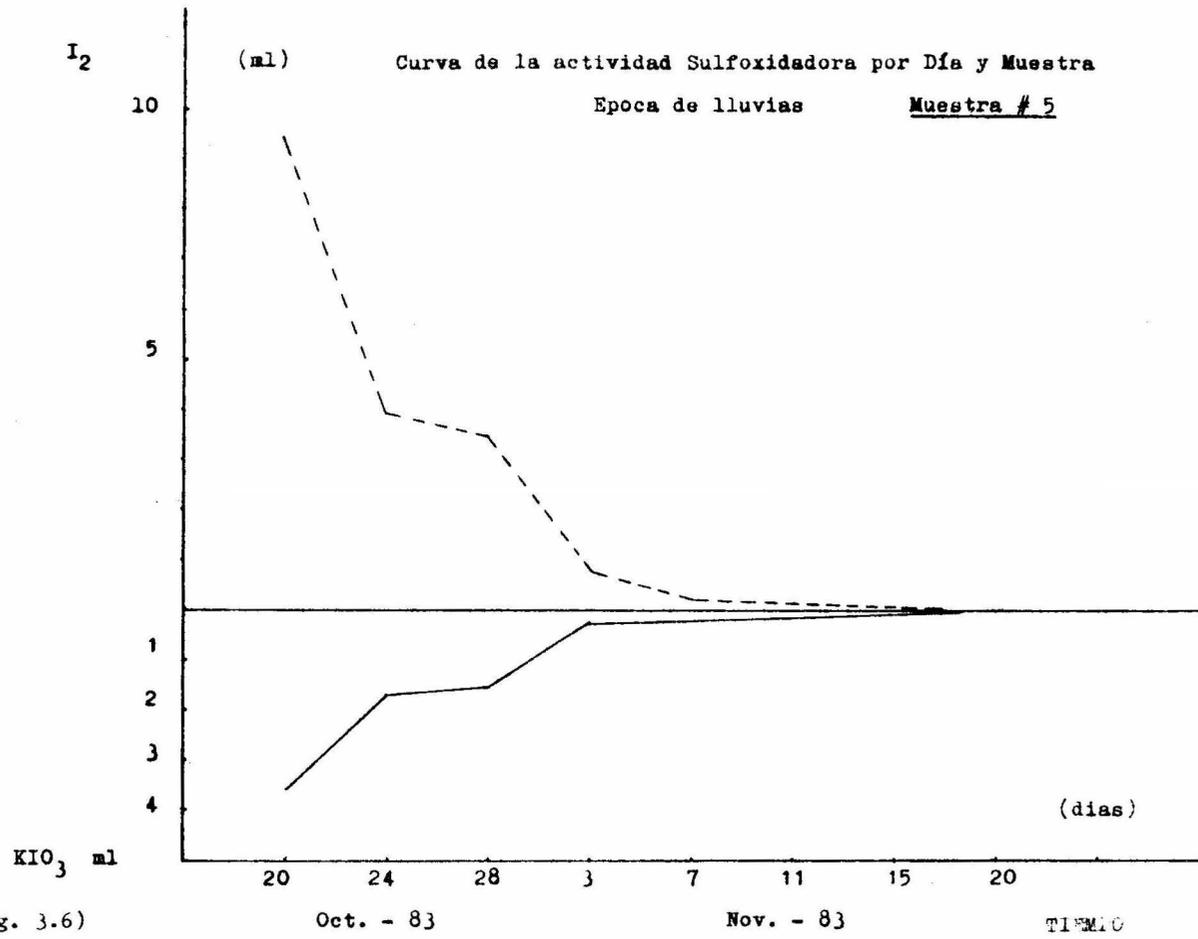
Oct. - 83

Nov. - 83

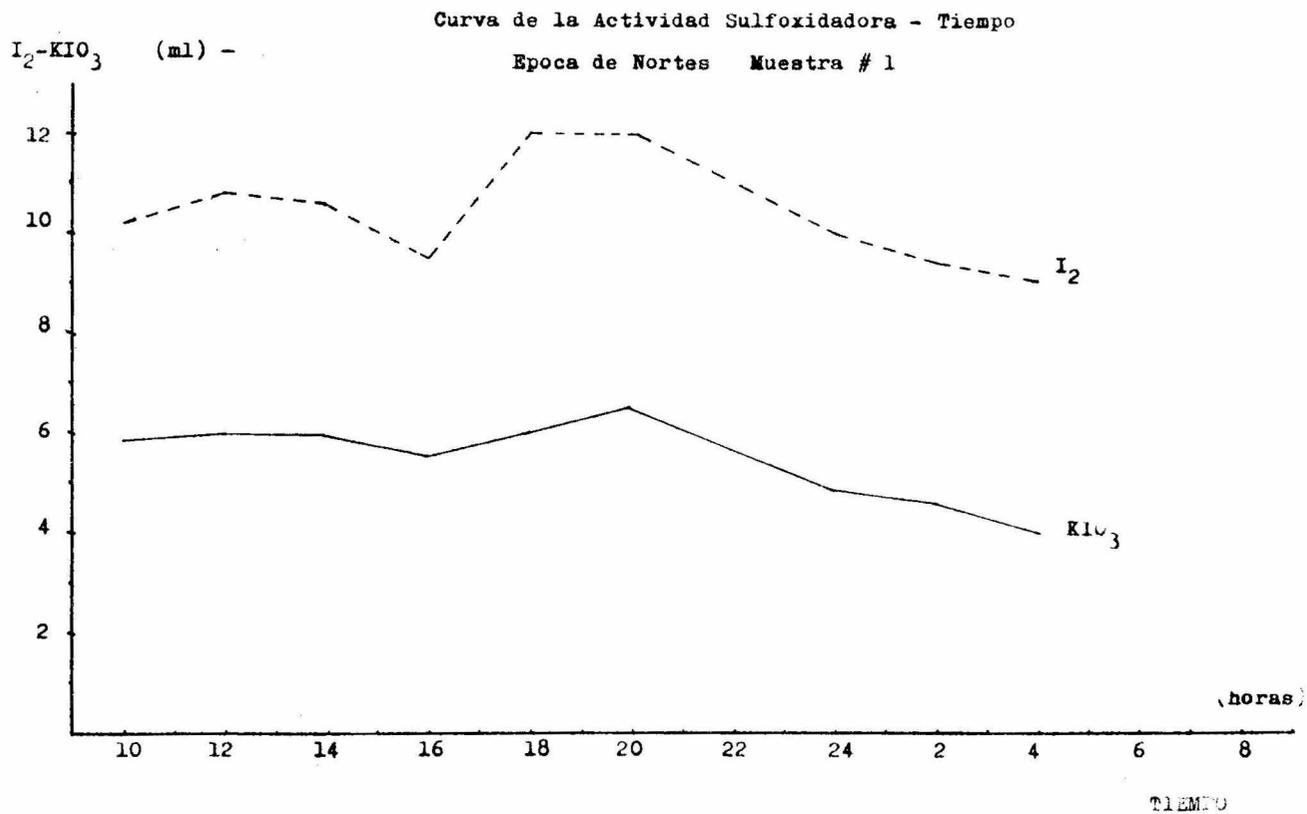
TIEMPO



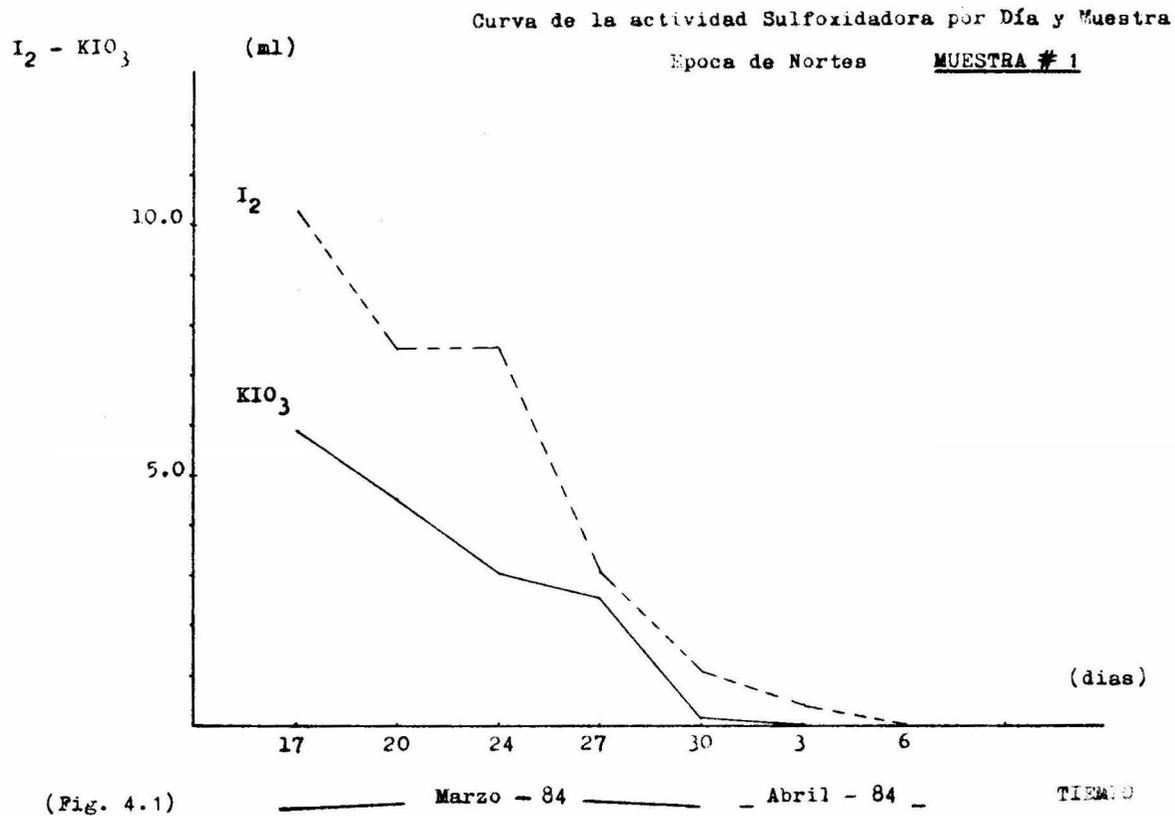
(Fig. 3.5)

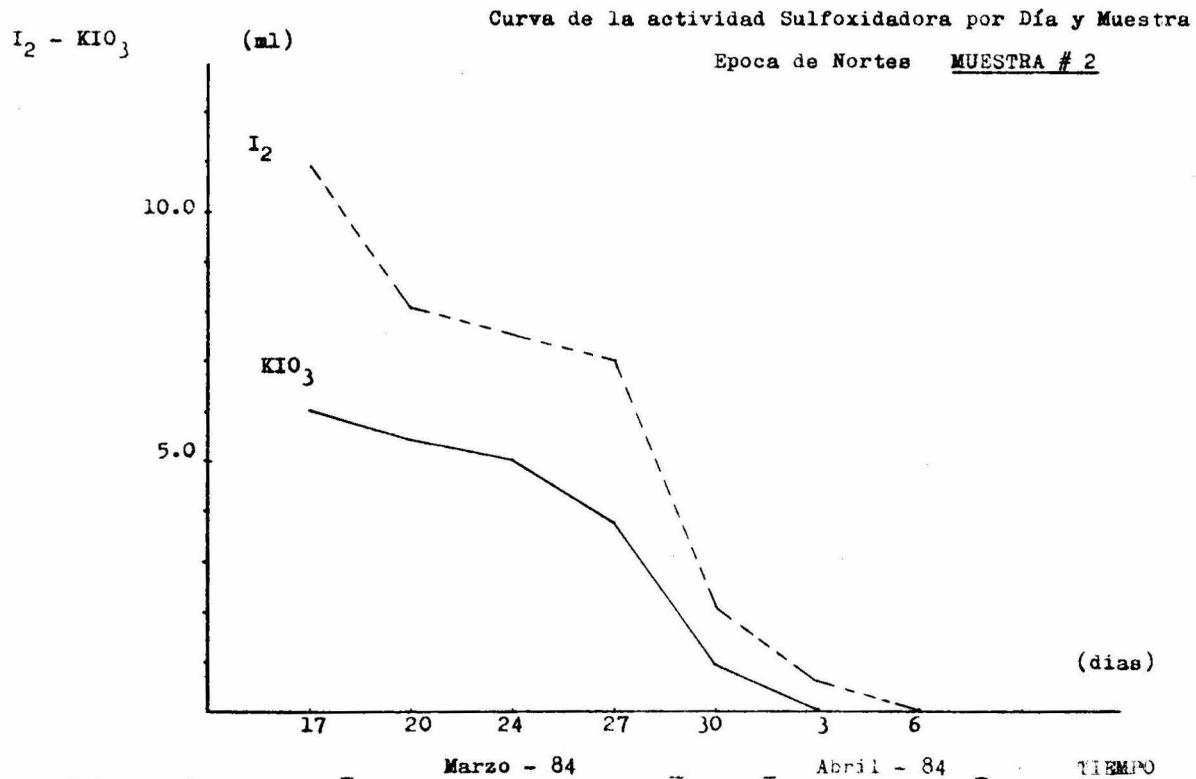


(Fig. 3.6)

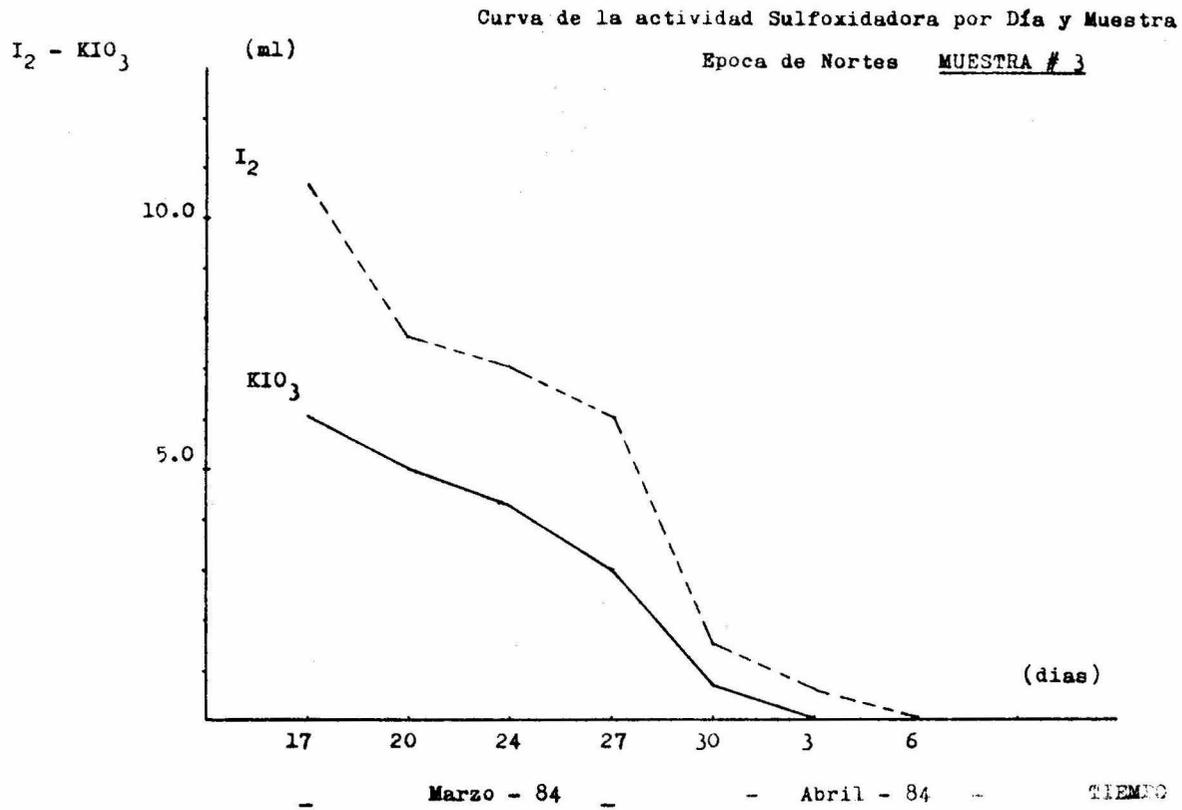


(Fig. 4.0)

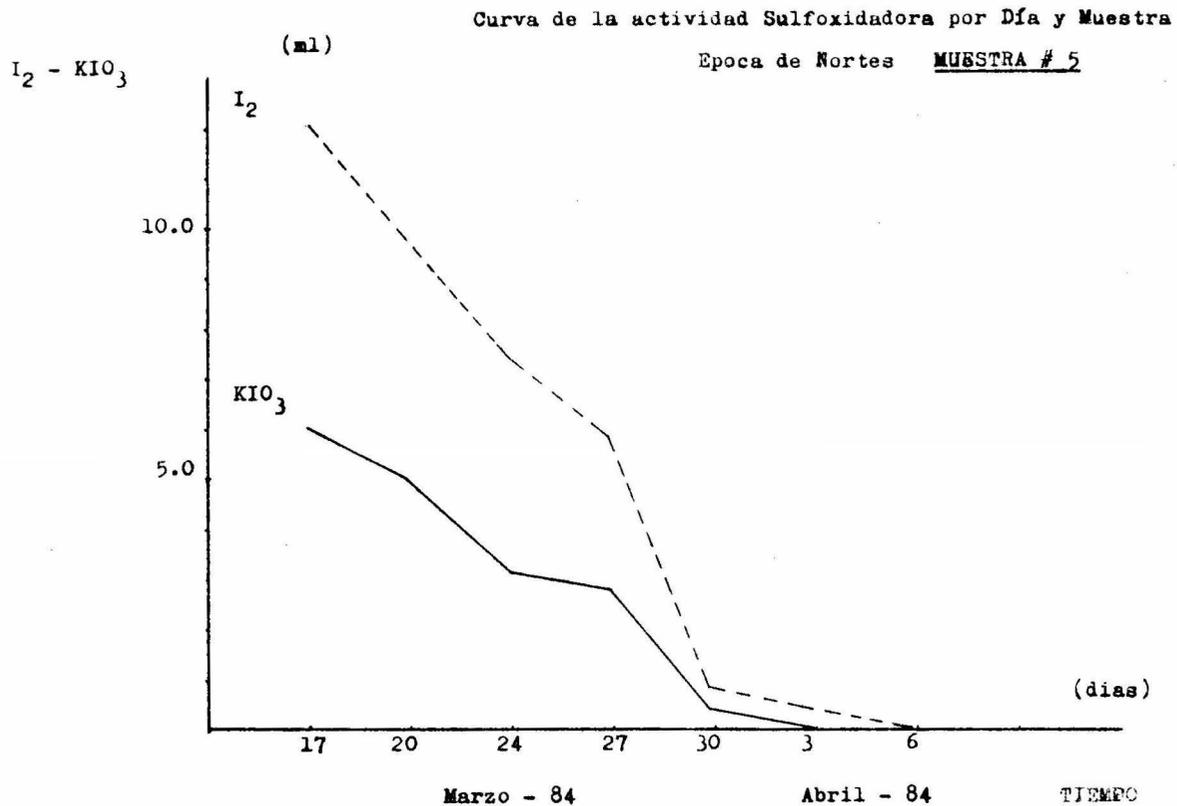




(Fig. 4.2)



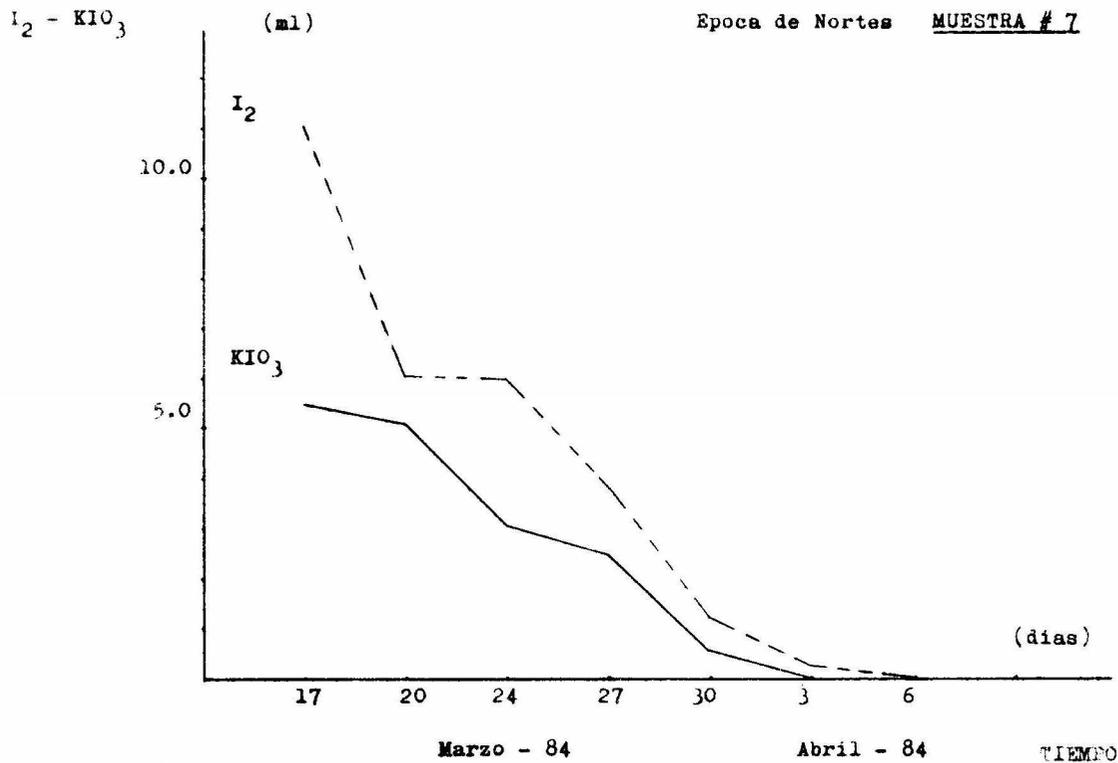
(Fig. 4.3)



(Fig. 4.5)

Curva de la actividad Sulfoxidadora por Día y Muestra

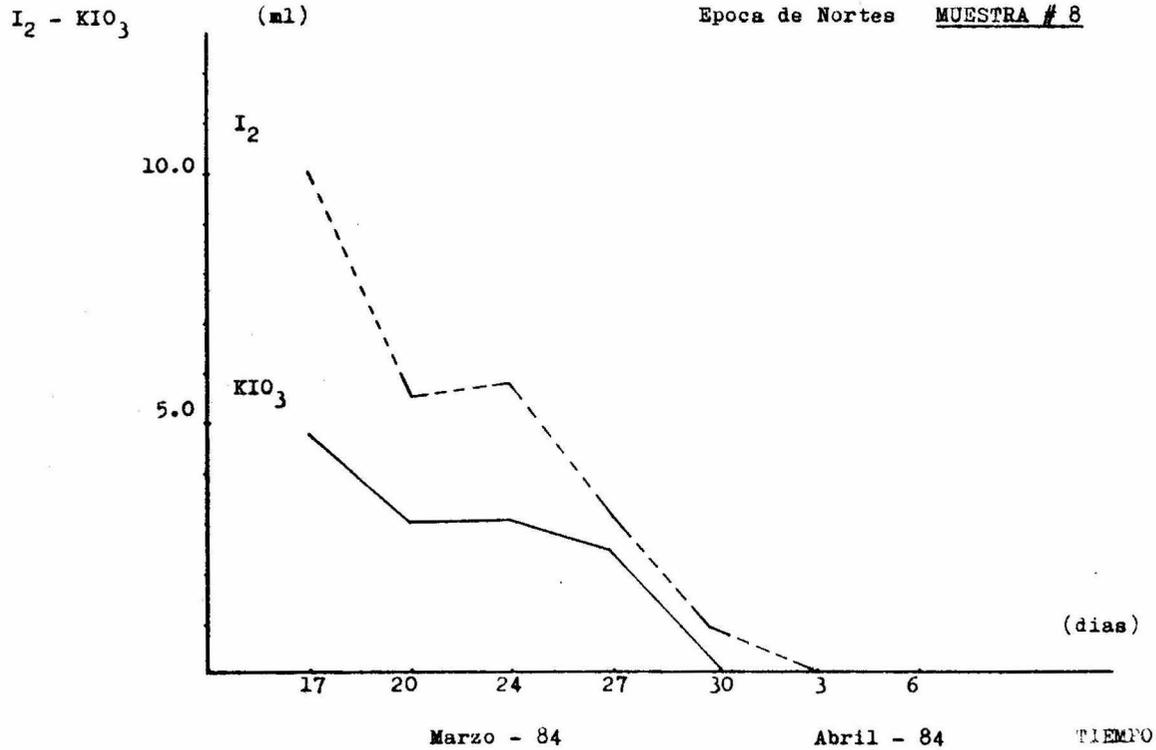
Epoca de Nortes MUESTRA # 7



(Fig. 4.7)

Curva de la actividad Sulfoxidadora por Día y Muestra

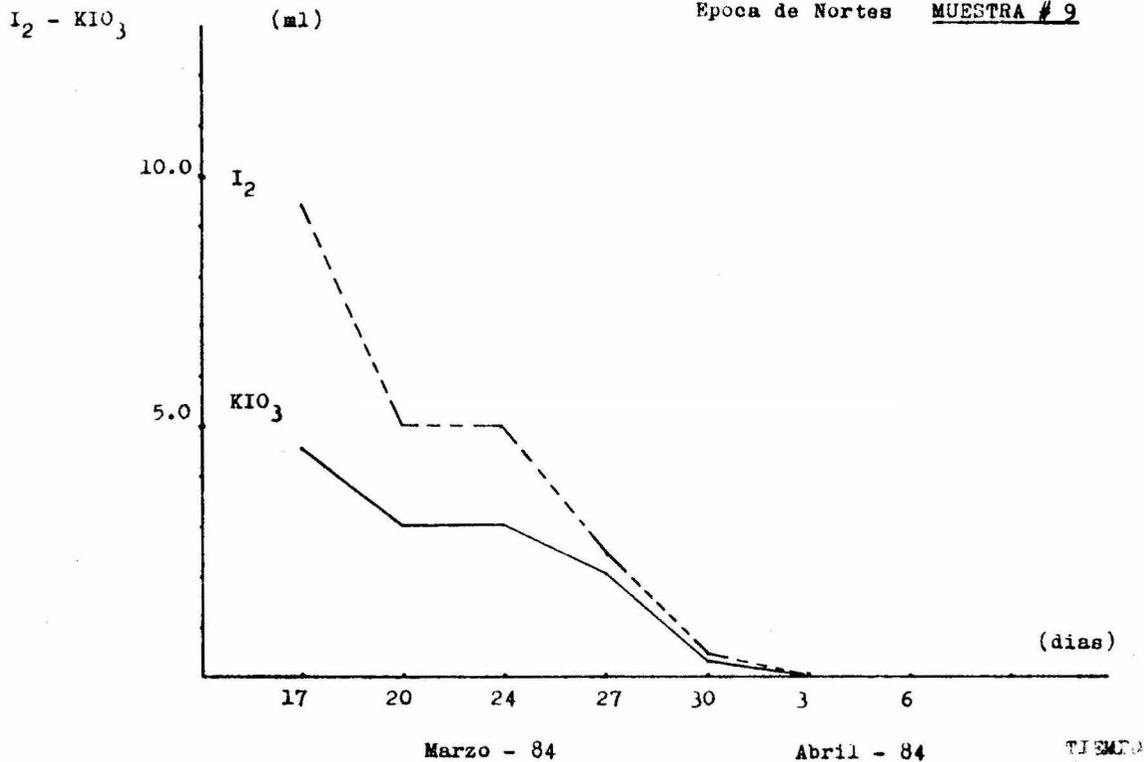
Epoca de Nortes MUESTRA # 8



(Fig. 4.8)

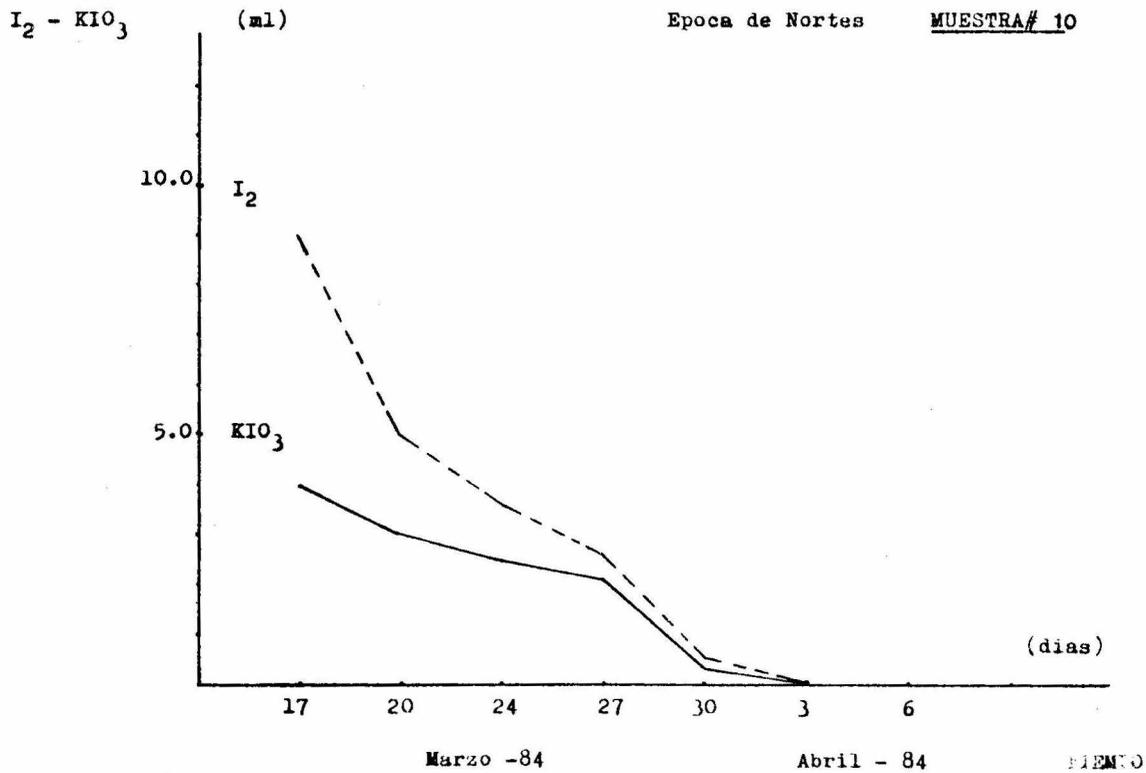
Curva de la actividad Sulfoxidadora por Día y Muestra

Epoca de Nortes MUESTRA # 9

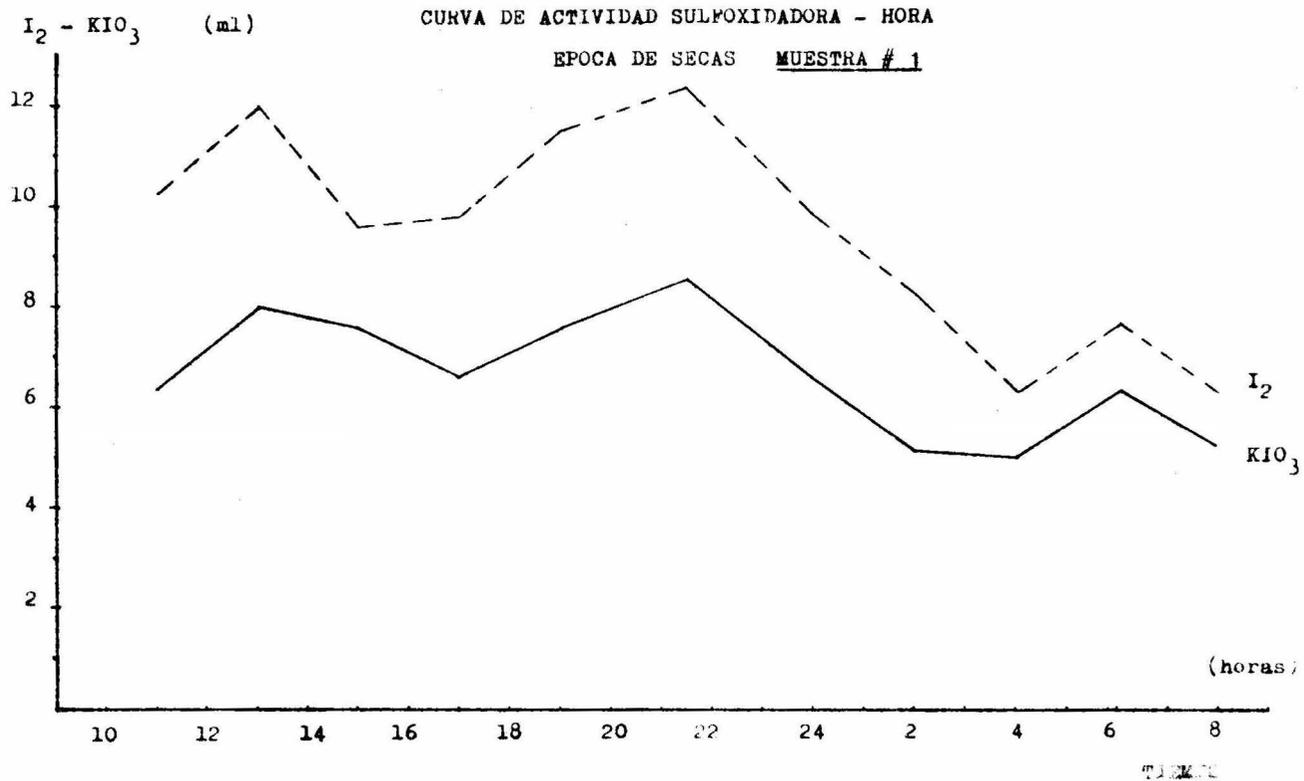


(Fig. 4.9)

Curva de la actividad Sulfoxidadora por Día y Muestra



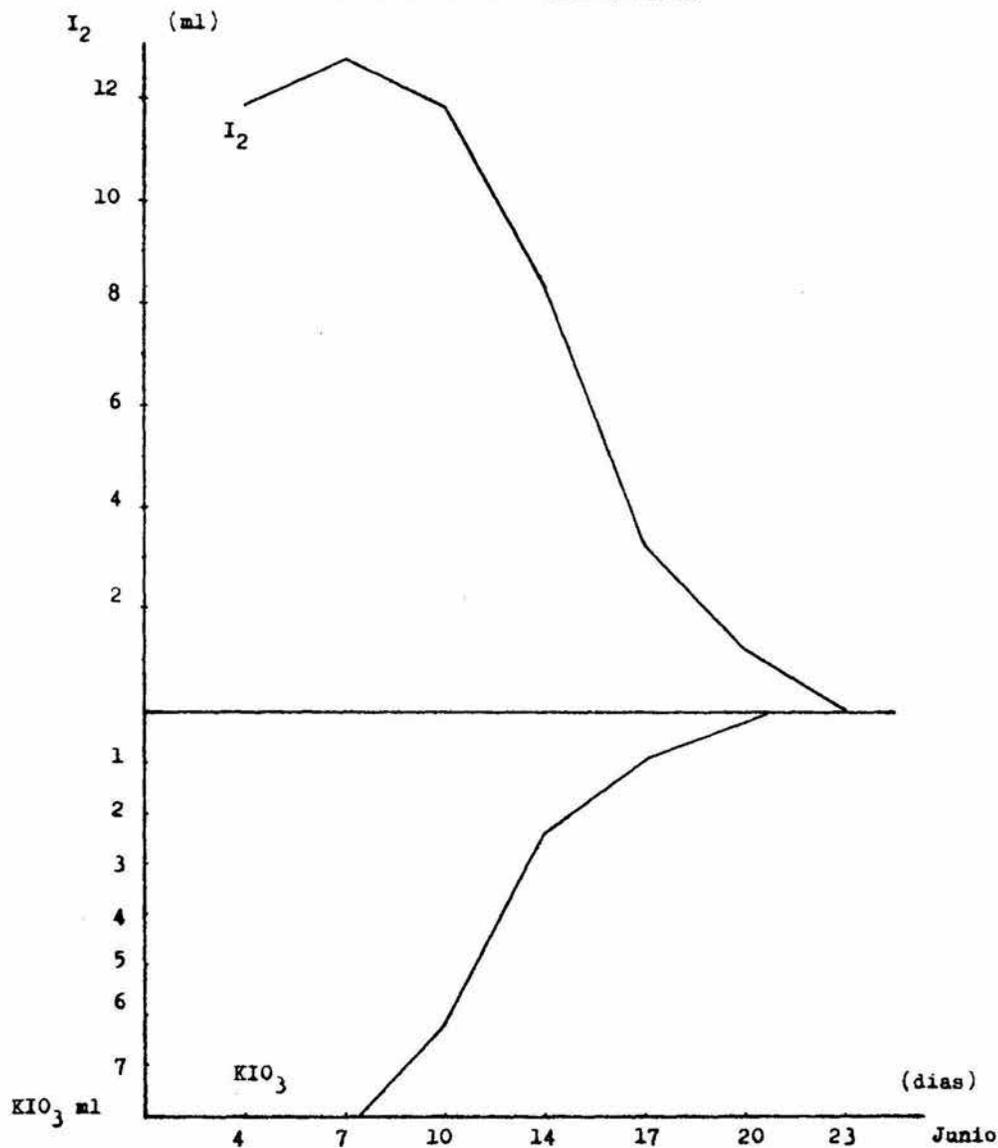
(Fig. 4.10)



(Fig. 5.0)

CURVA DE ACTIVIDAD SULFOXIDADORA - FECHA

EPOCA DE SECAS MUESTRA # 1

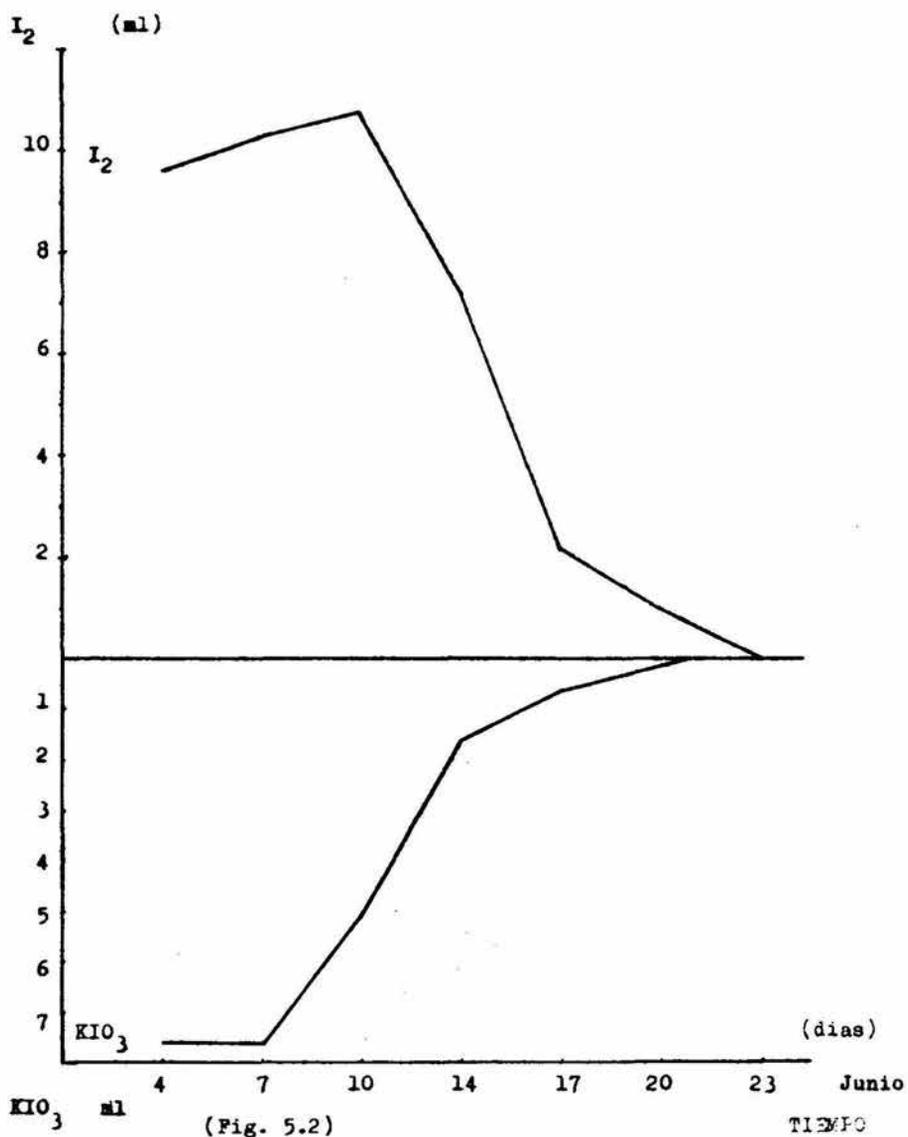


(Fig. 5.1)

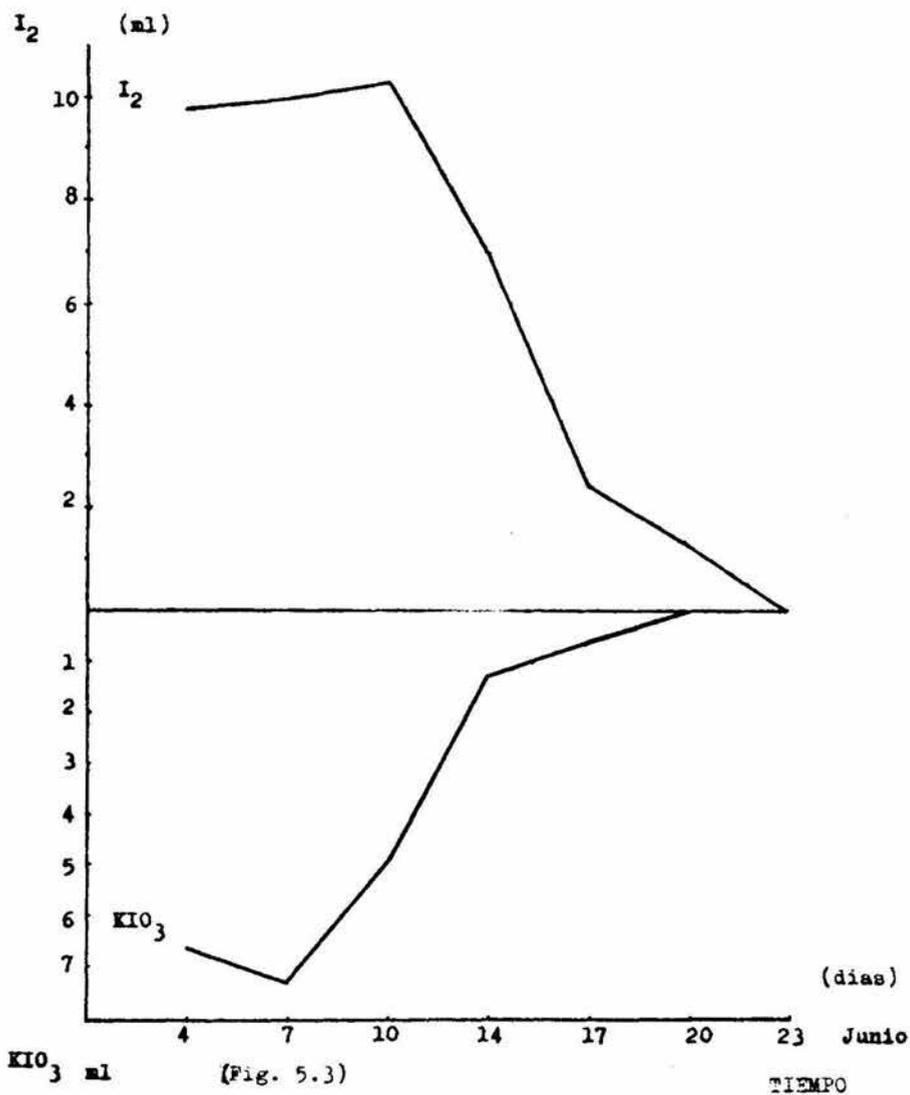
TIEMPO

CURVA DE ACTIVIDAD SULFOXIDADORA - FECHA

EPOCA DE SECAS MUESTRA # 2

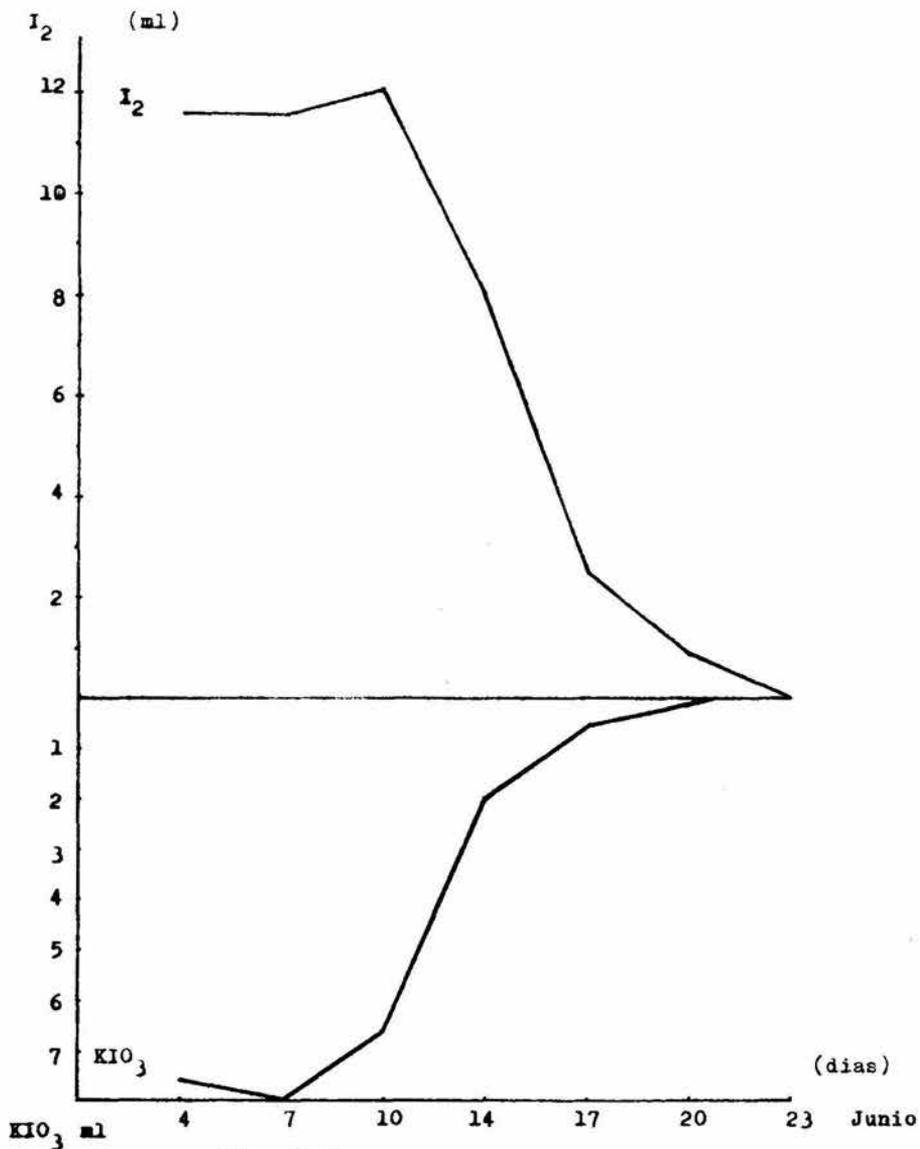


CURVA DE ACTIVIDAD SULFOXIDADORA - FECHA
EPOCA DE SECAS MUESTRA # 3



CURVA DE ACTIVIDAD SULFOXIDADORA - FECHA

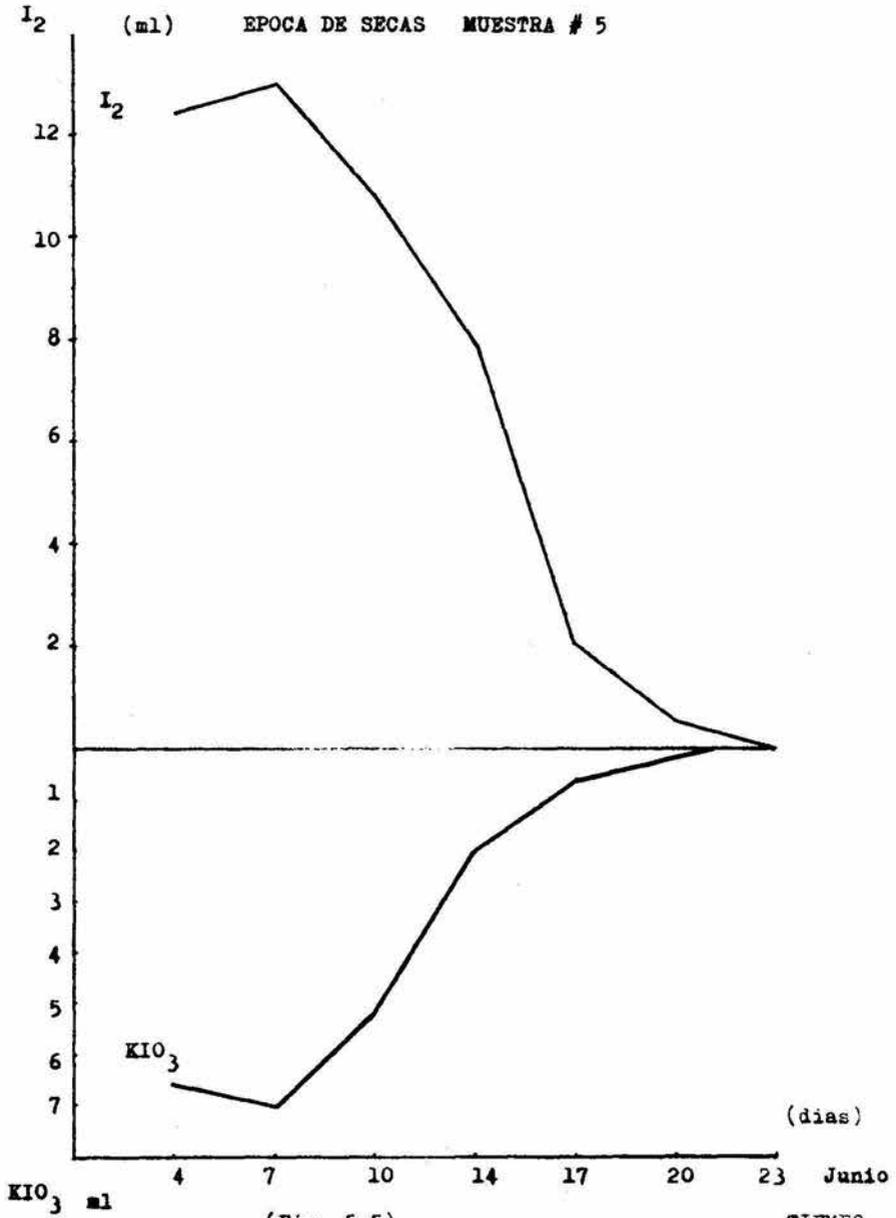
EPOCA DE SECAS MUESTRA # 4



(Fig. 5.4)

TIEMPO

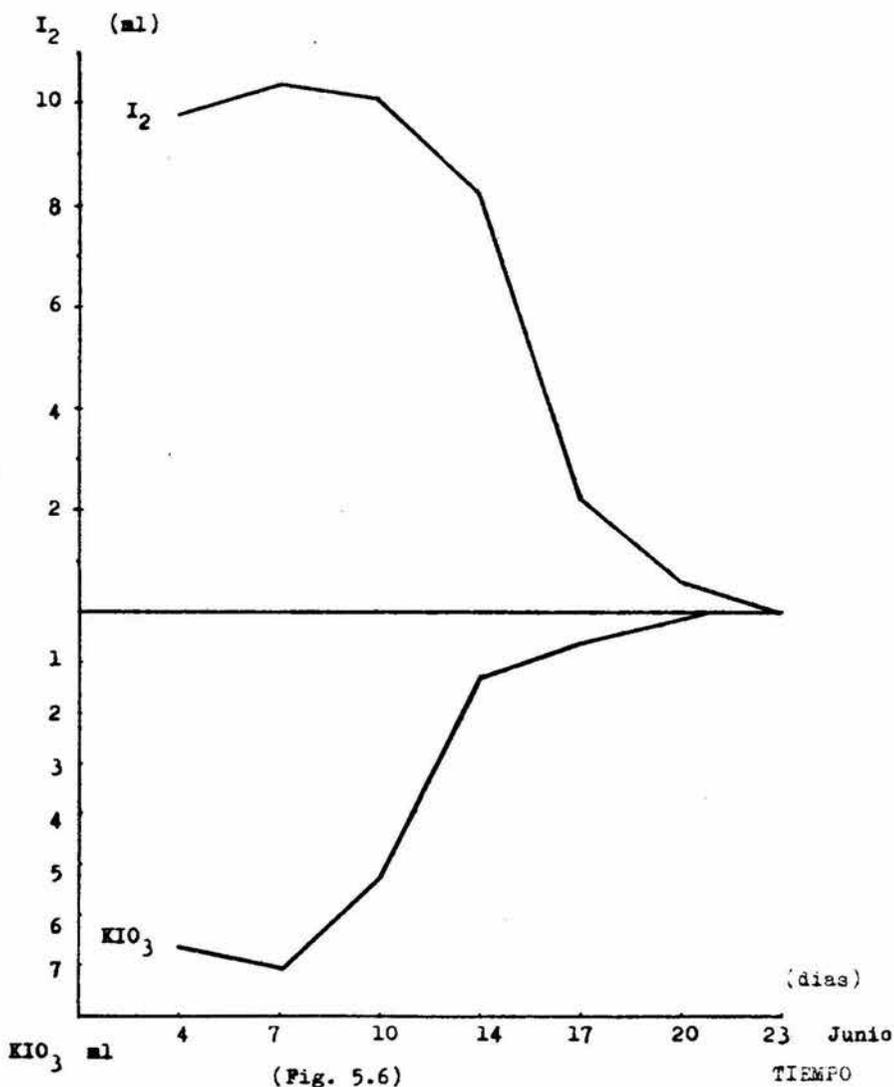
CURVA DE ACTIVIDAD SULFOXIDADORA - FECHAS
 (ml) EPOCA DE SECAS MUESTRA # 5



(Fig. 5.5)

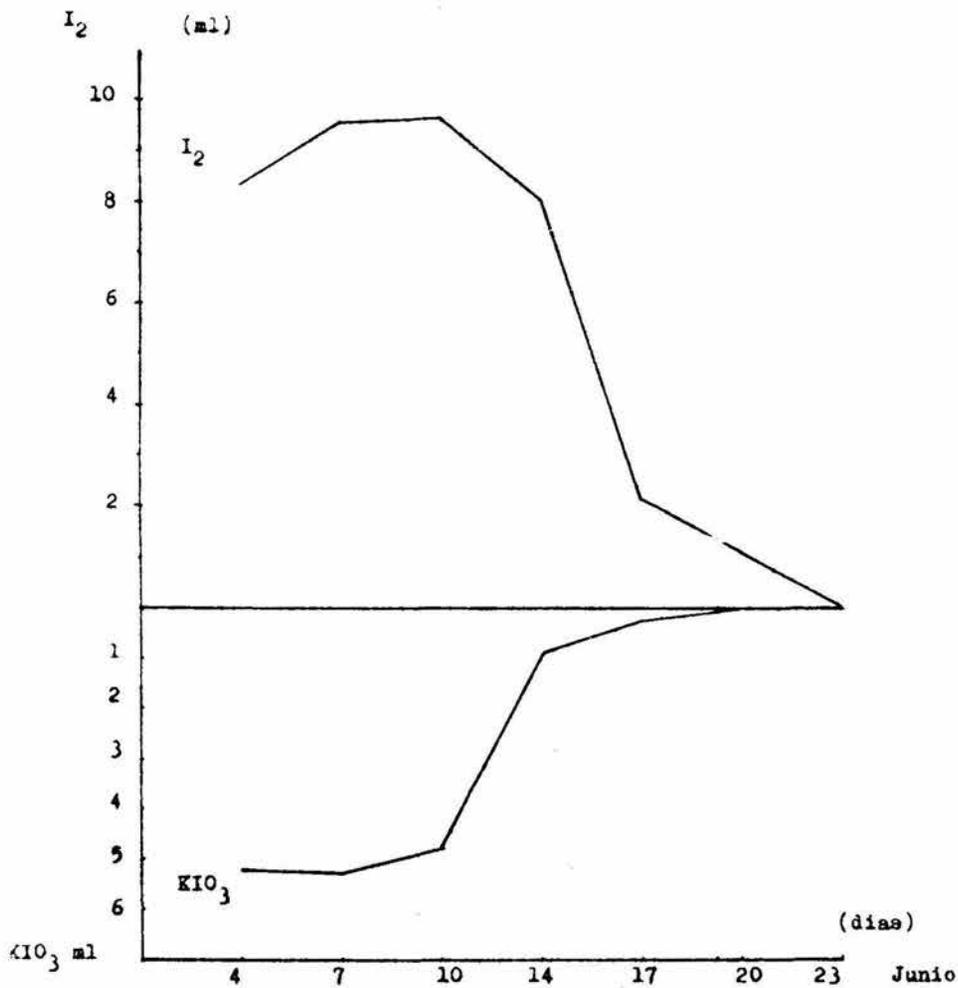
CURVA DE LA ACTIVIDAD SULFOXIDADORA - FECHAS

EPOCA DE SECAS MUESTRA # 6



CURVA DE ACTIVIDAD SULFOXIDADORA - PECHA

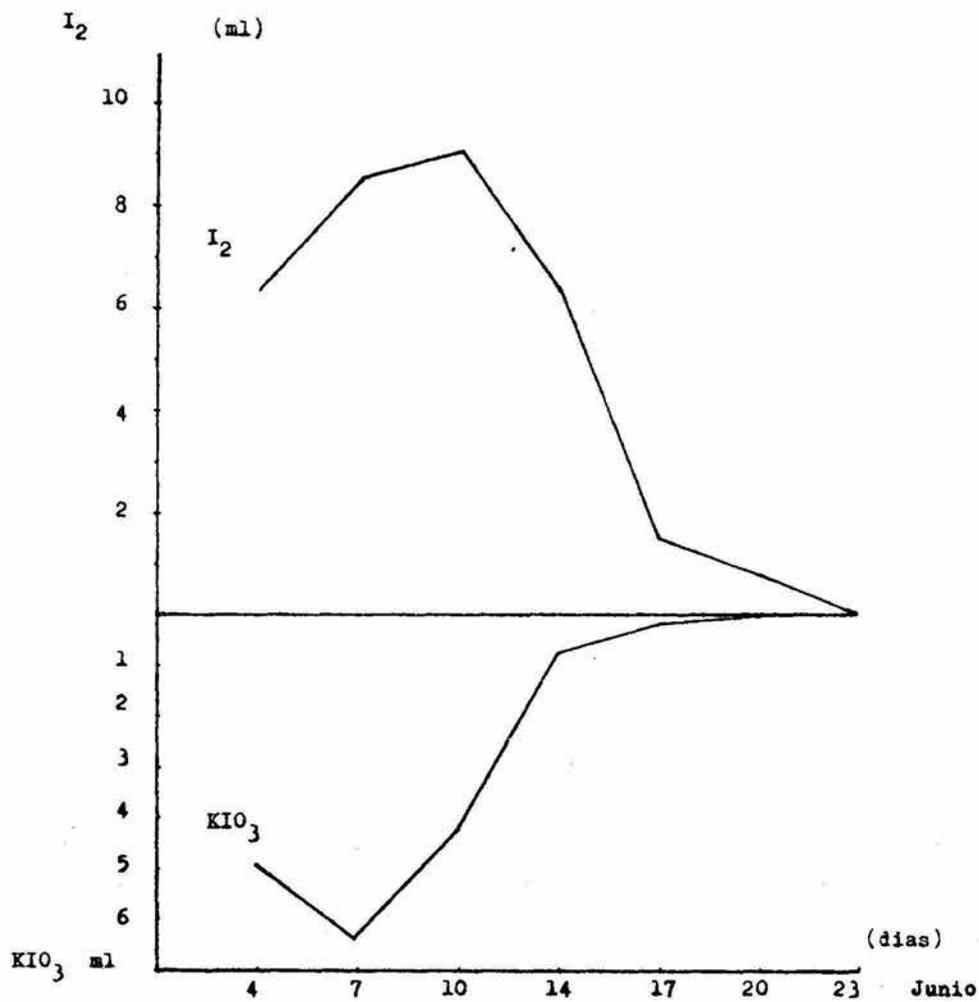
EPOCA DE SECAS MUESTRA # 7



(Fig. 5.7)

TIEMPO

CURVA DE ACTIVIDAD SULFOXIDADORA - FECHA
EPOCA DE SECAS MUESTRA # 8

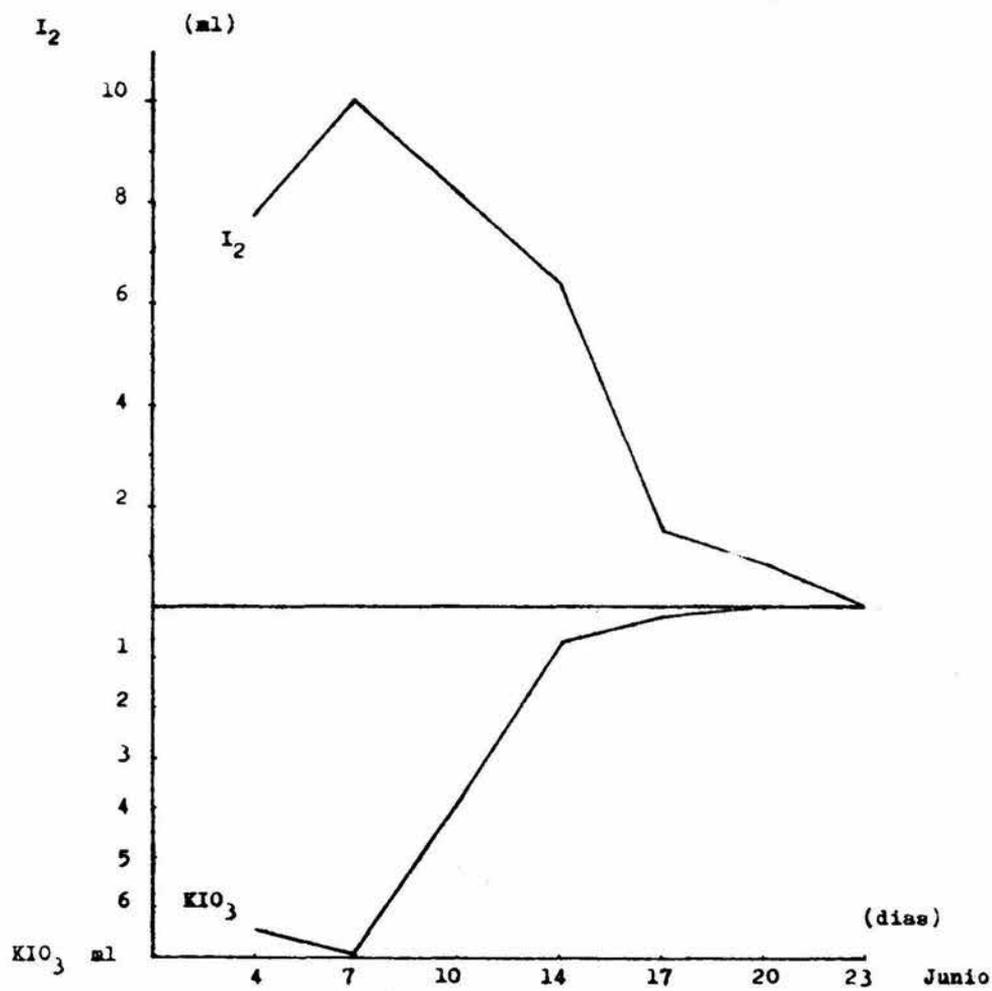


(Fig. 5.8)

TIEMPO

CURVA DE ACTIVIDAD SULFOXIDADORA - FECHA

EPOCA DE SECAS MUESTRA # 9

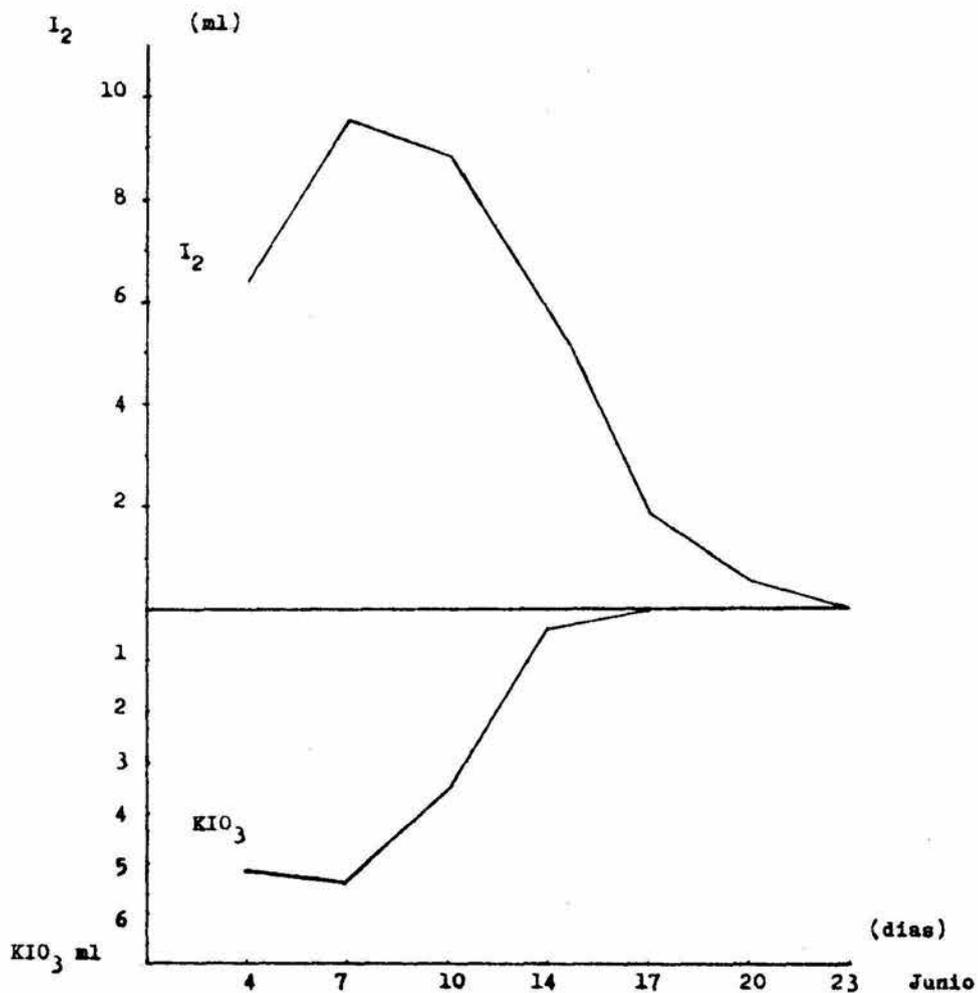


(Fig. 5.9)

TIEMPO

CURVA DE ACTIVIDAD SULFOXIDADORA - FECHA

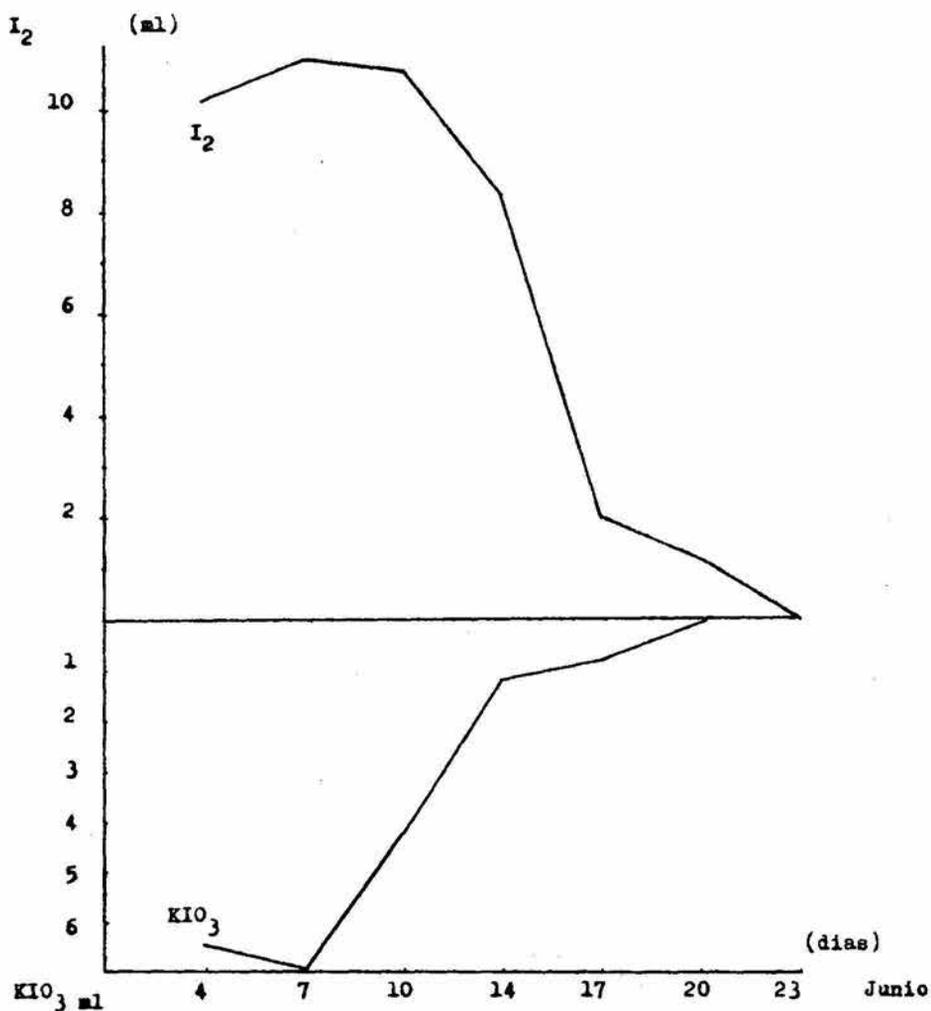
EPOCA DE SECAS MUESTRA # 10



(Fig. 5.10)

CURVA DE ACTIVIDAD SULFOXIDADORA - FECHA

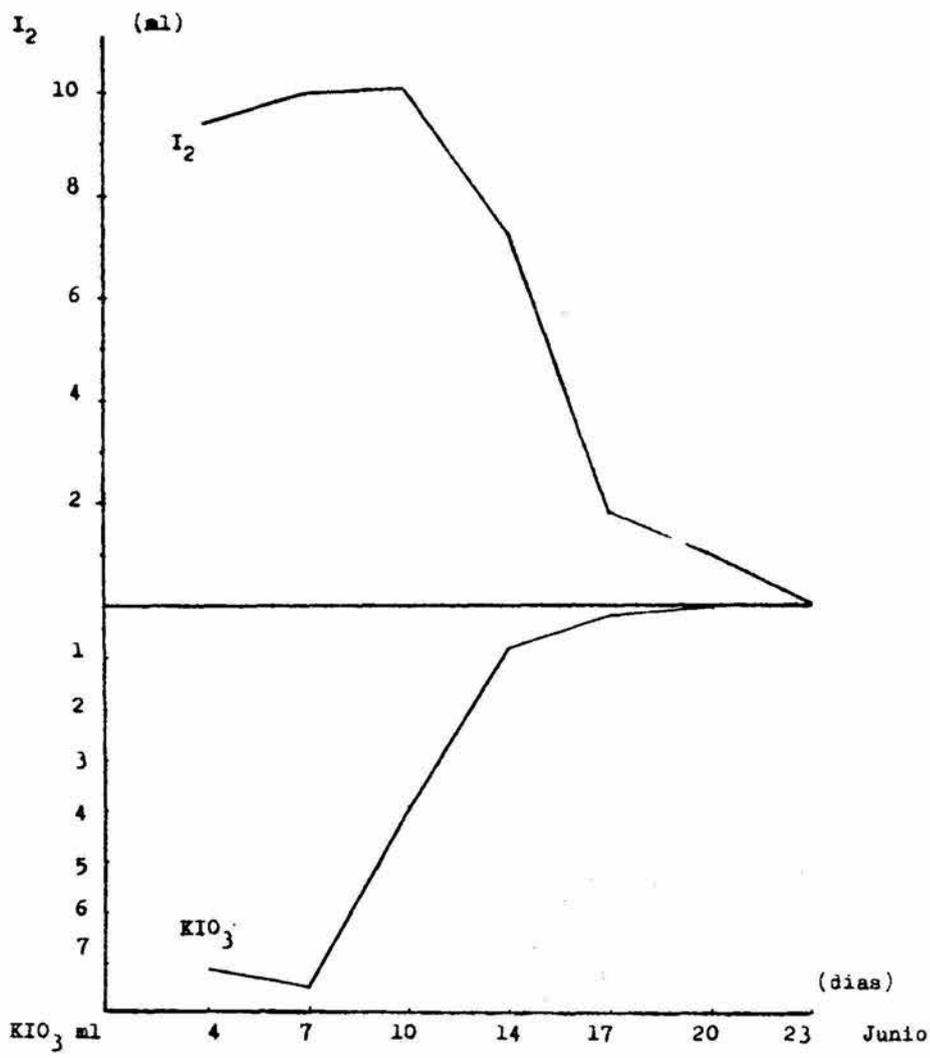
EPOCA DE SECAS MUESTRA # 11



(Fig. 5.11)

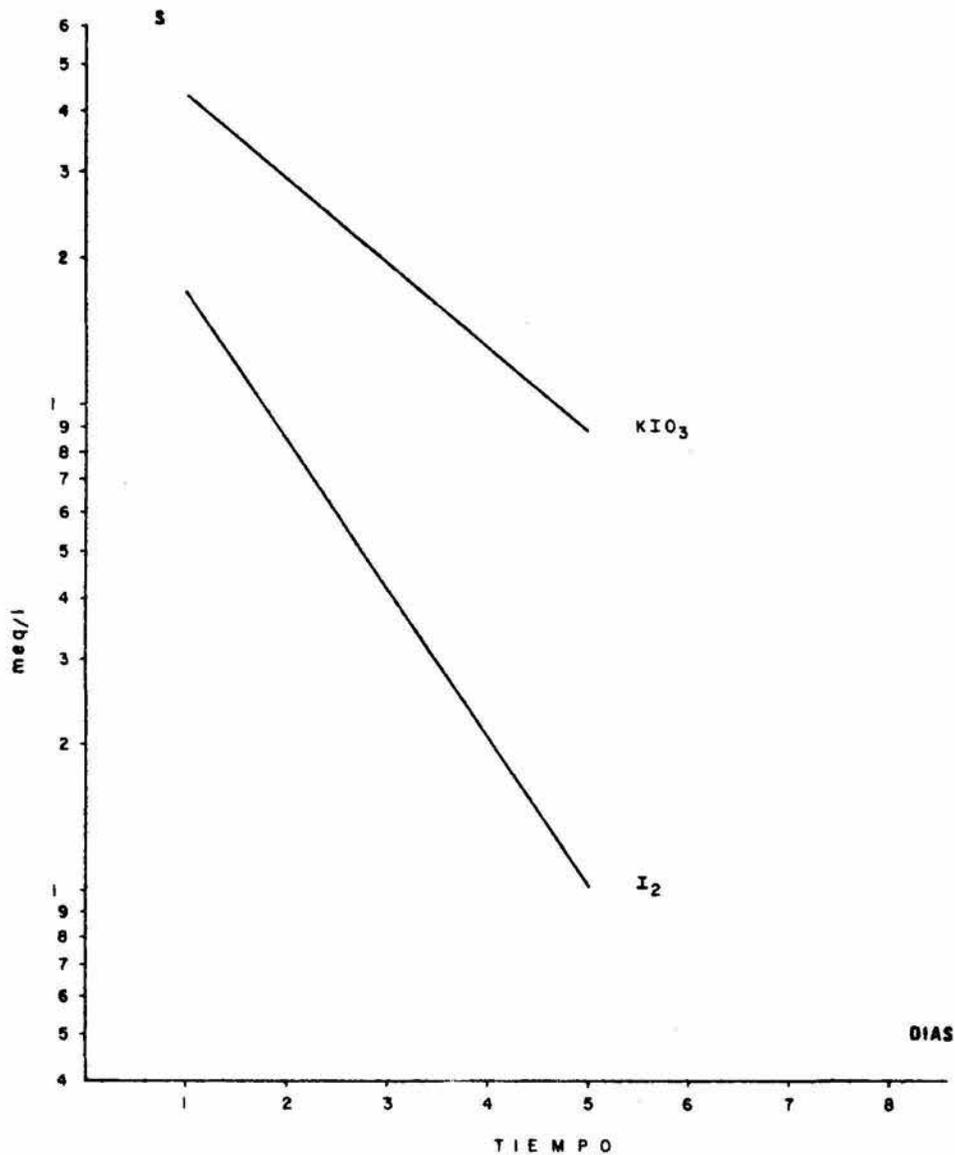
TIEMPO

CURVA DE ACTIVIDAD SULFOXIDADORA - FECHA
 EPOCA DE SECAS MUESTRA # 12



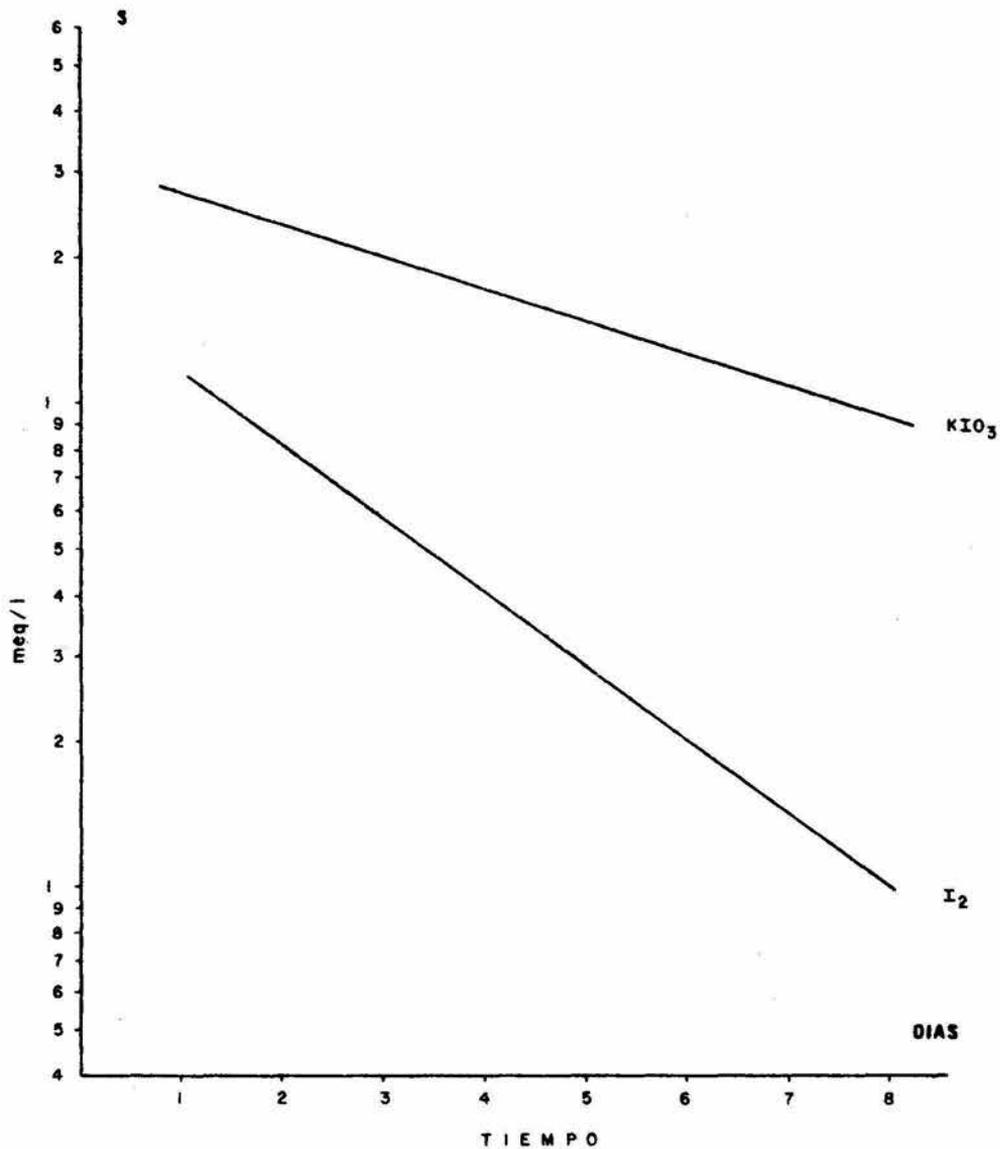
(Fig. 5.12)

TIEMPO



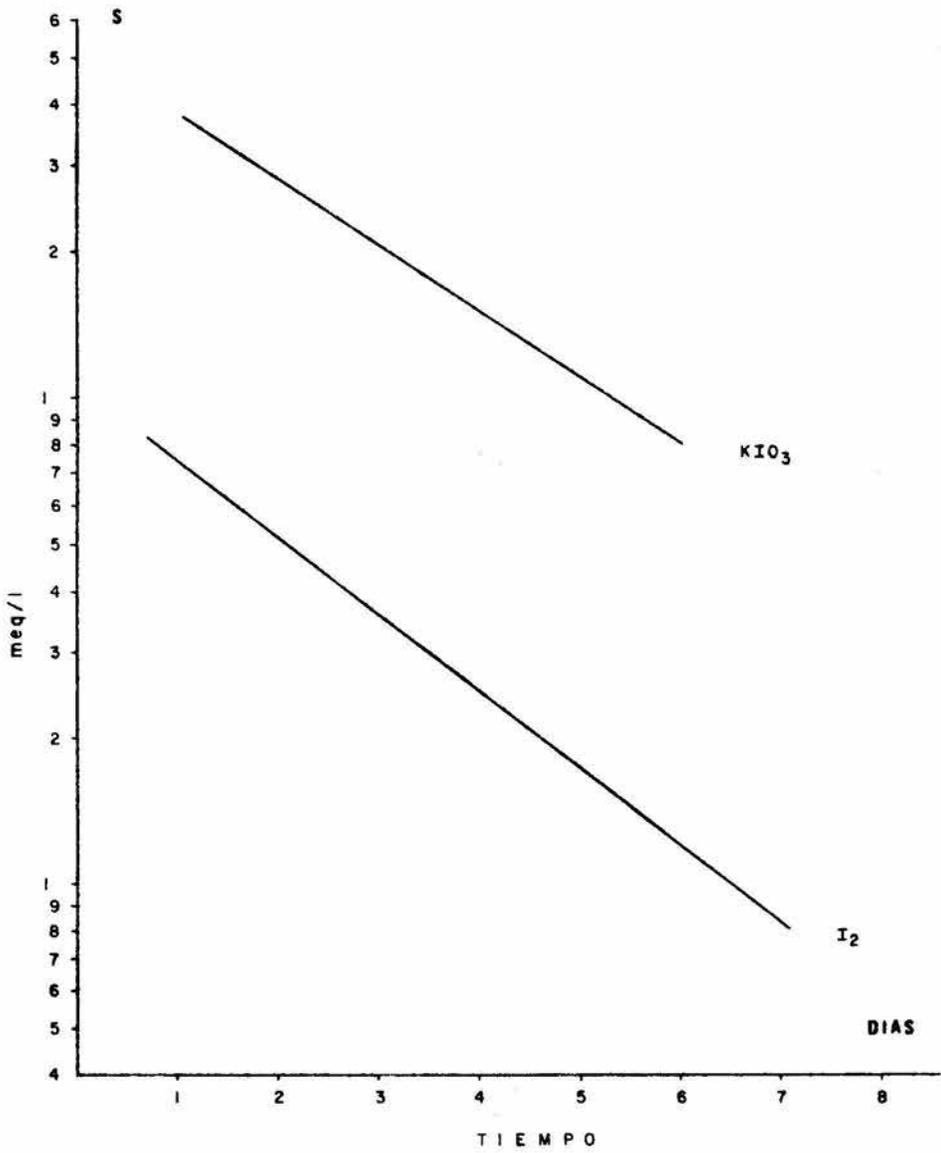
ACTIVIDAD SULFOXIDADORA EN EPOCA DE LLUVIAS (MUESTRA I)

Fig. 6.0



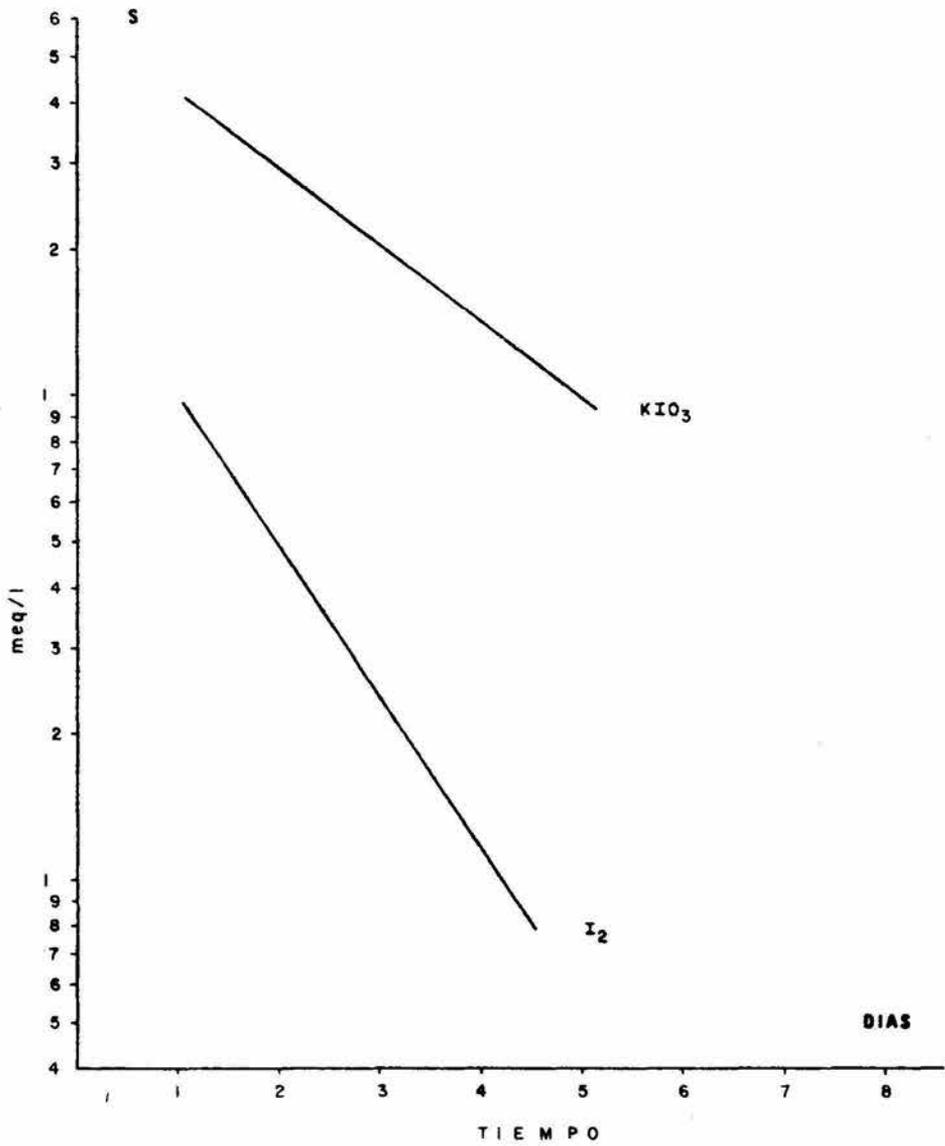
ACTIVIDAD SULFOXIDADORA EN EPOCA DE LLUVIAS (MUESTRA 2)

Fig. 6.1



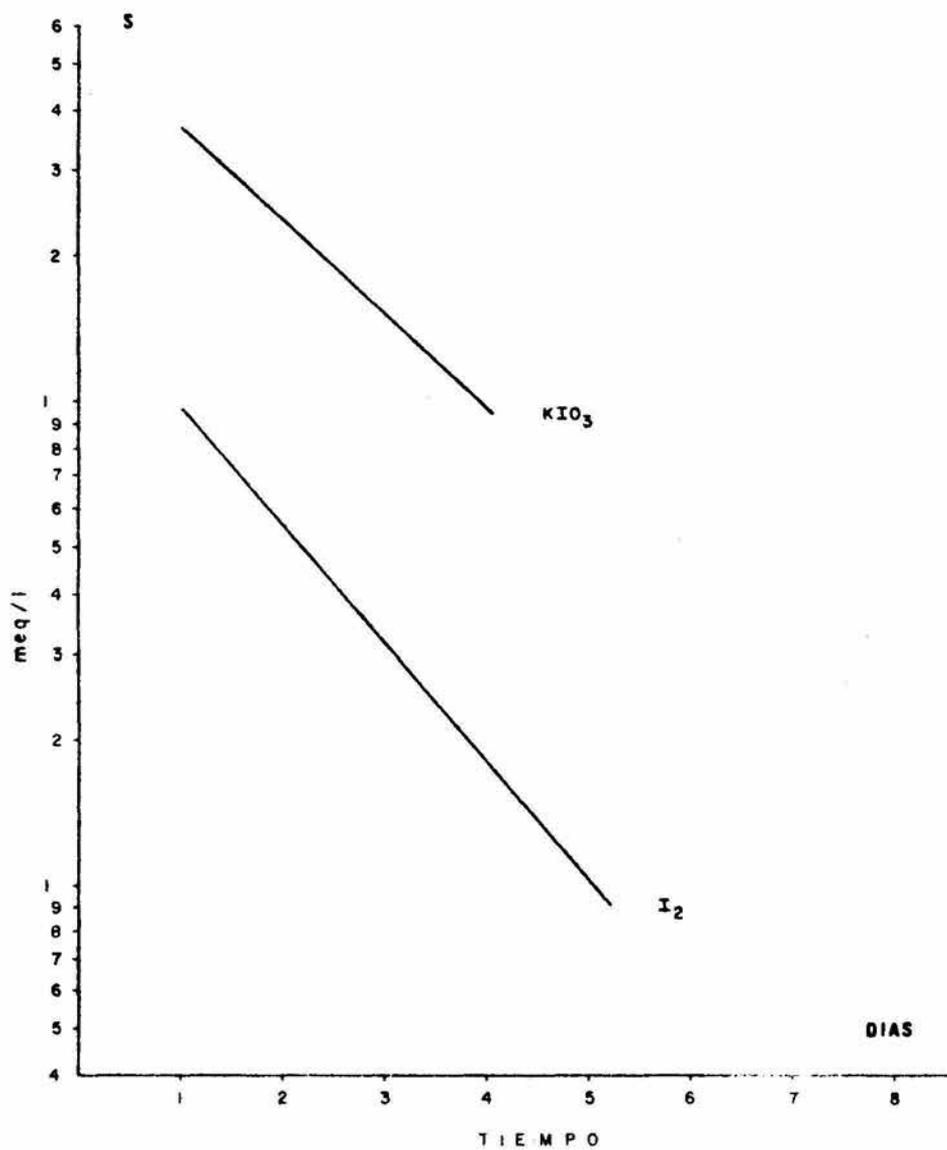
ACTIVIDAD SULFOXIDADORA EN EPOCA DE LLUVIAS (MUESTRA 3)

Fig. 6.2



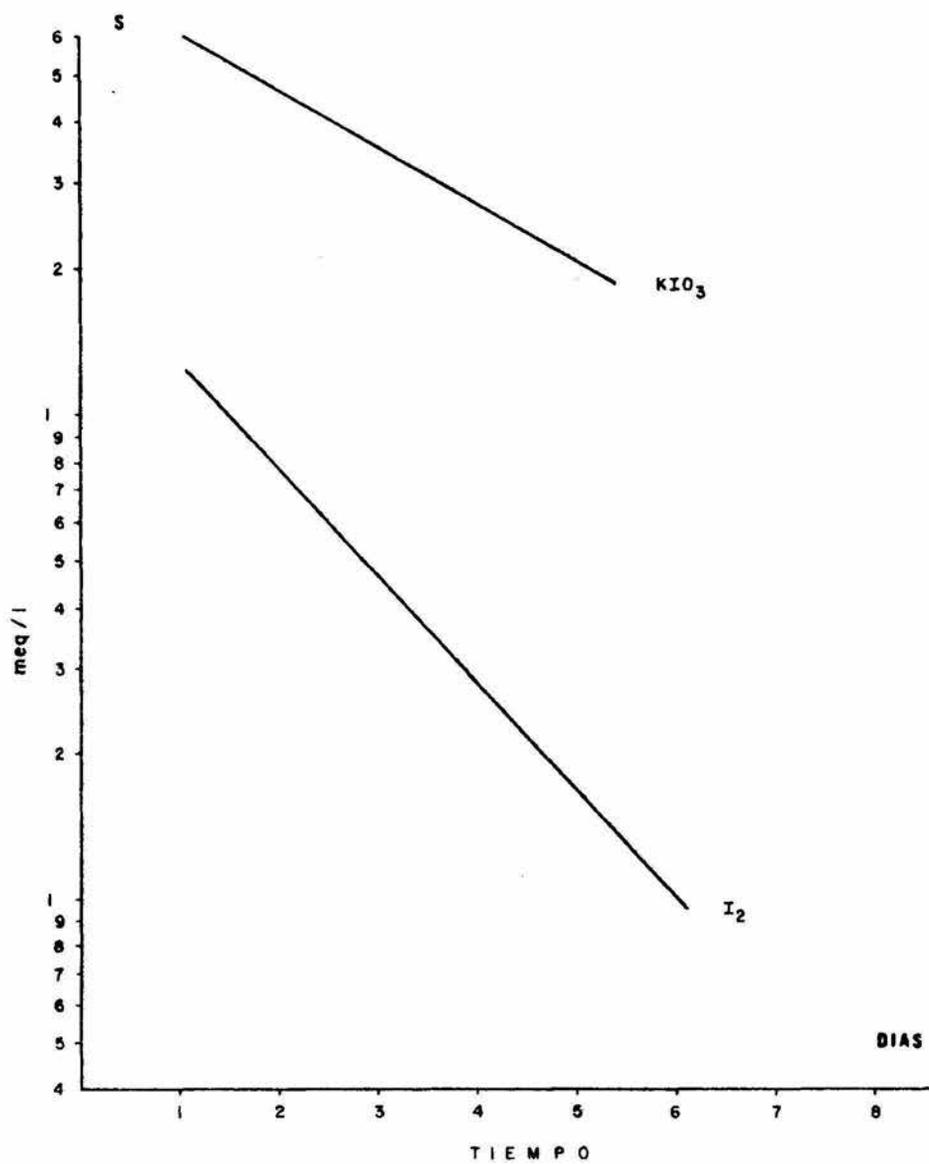
ACTIVIDAD SULFOXIDADORA EN EPOCA DE LLUVIAS (MUESTRA 4)

Fig. 6.3



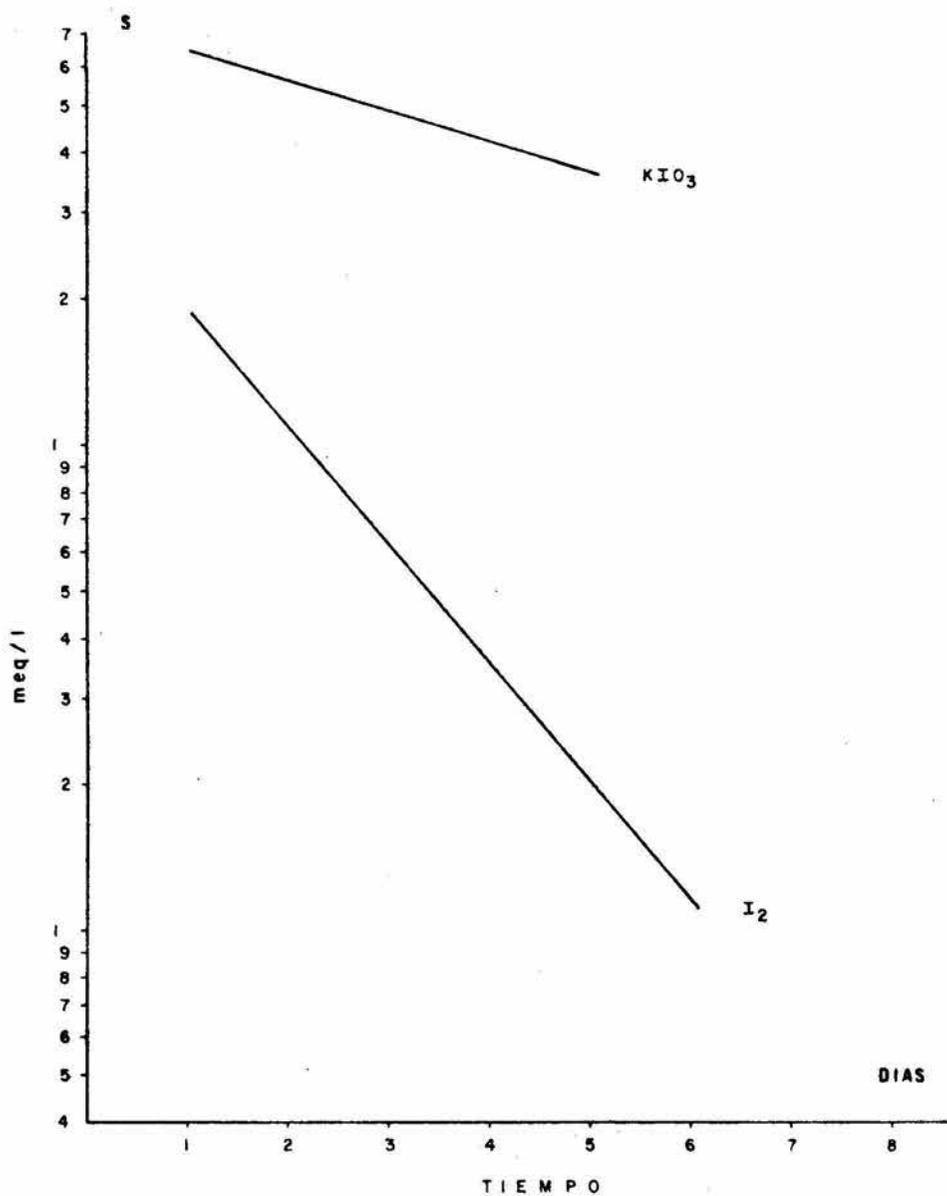
ACTIVIDAD SULFOXIDADORA EN EPOCA DE LLUVIAS (MUESTRA 5)

Fig. 6.4



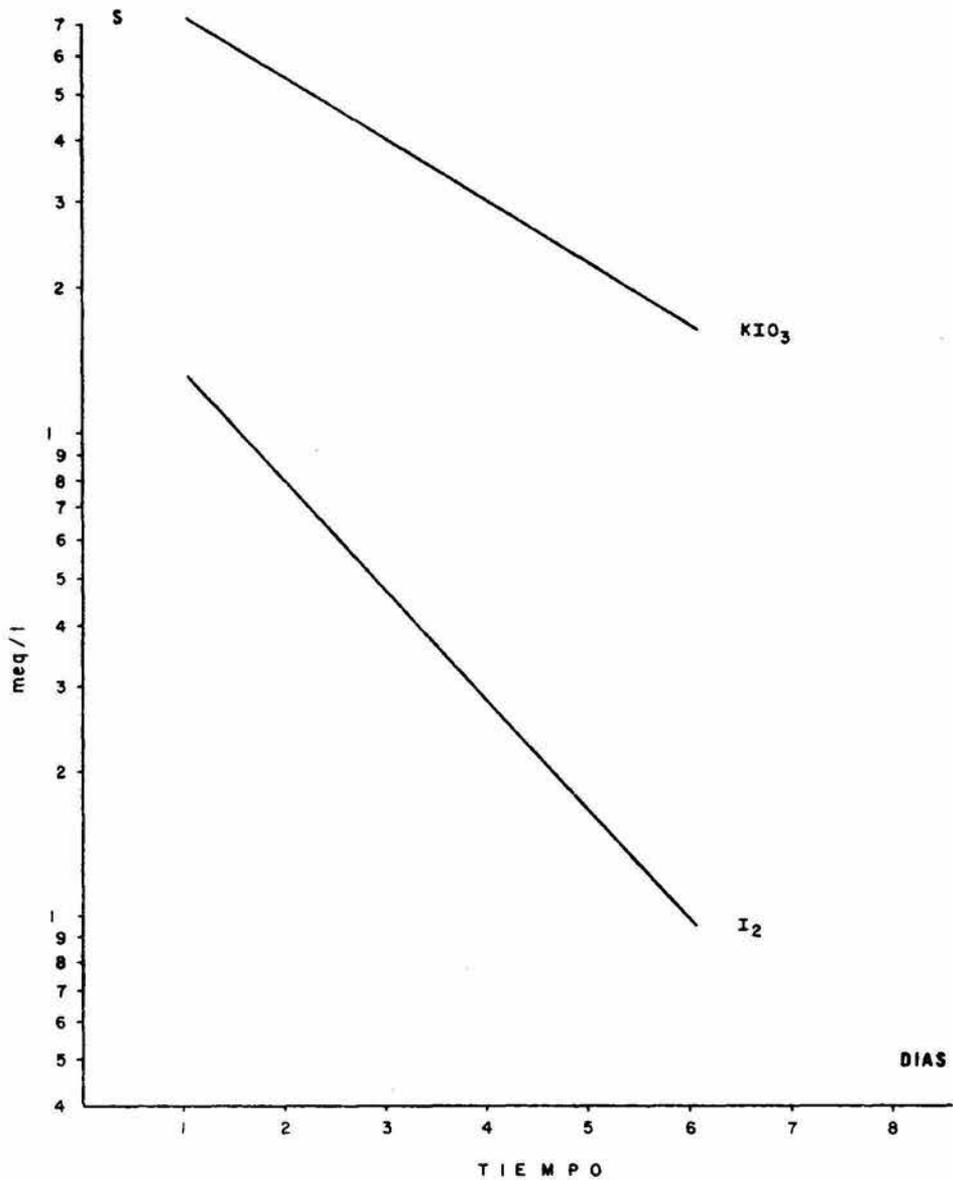
ACTIVIDAD SULFOXIDADORA EN EPOCA DE NORTES (MUESTRA 1)

Fig. 7.0



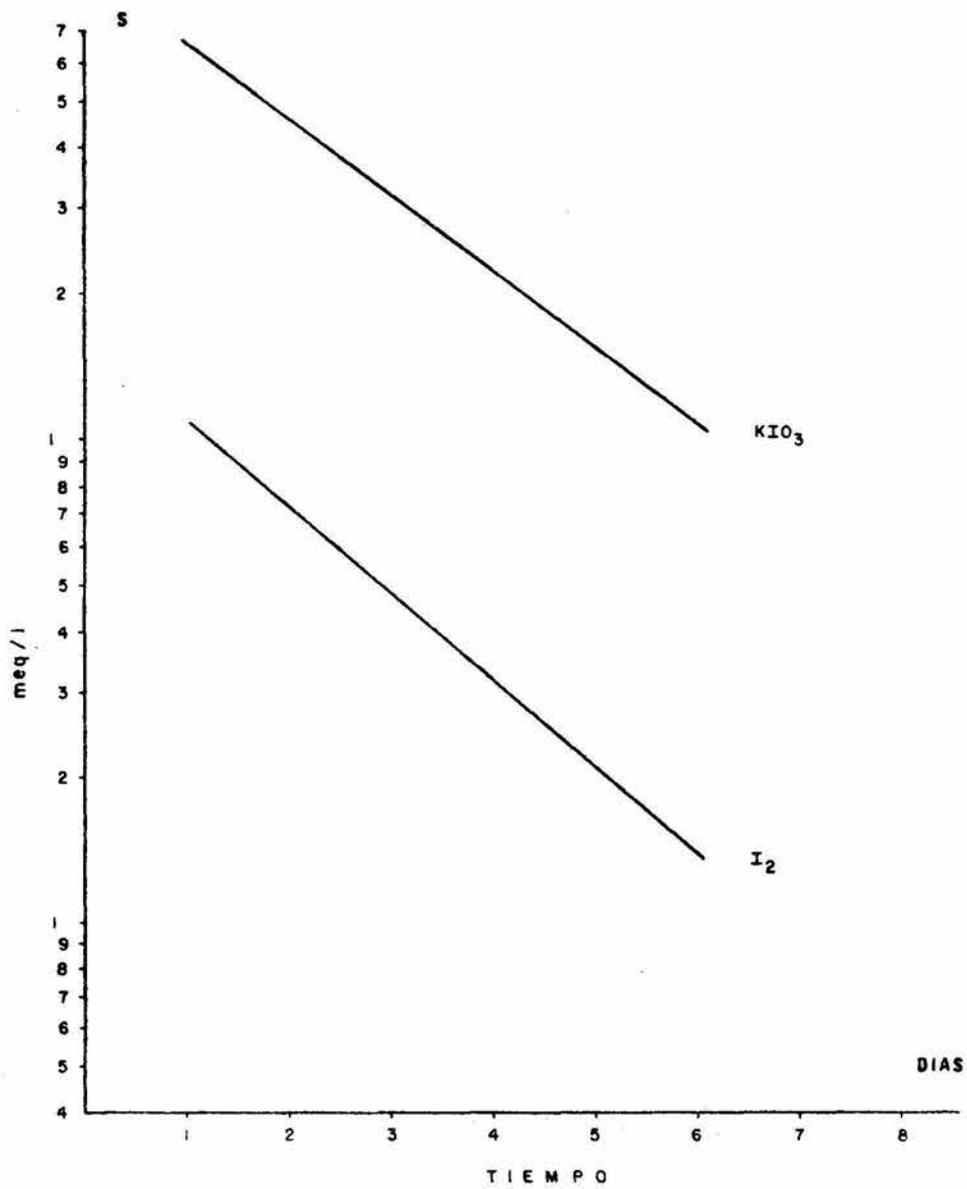
ACTIVIDAD SULFOXIDADORA EN EPOCA DE NORTES (MUESTRA 2)

Fig. 7.1



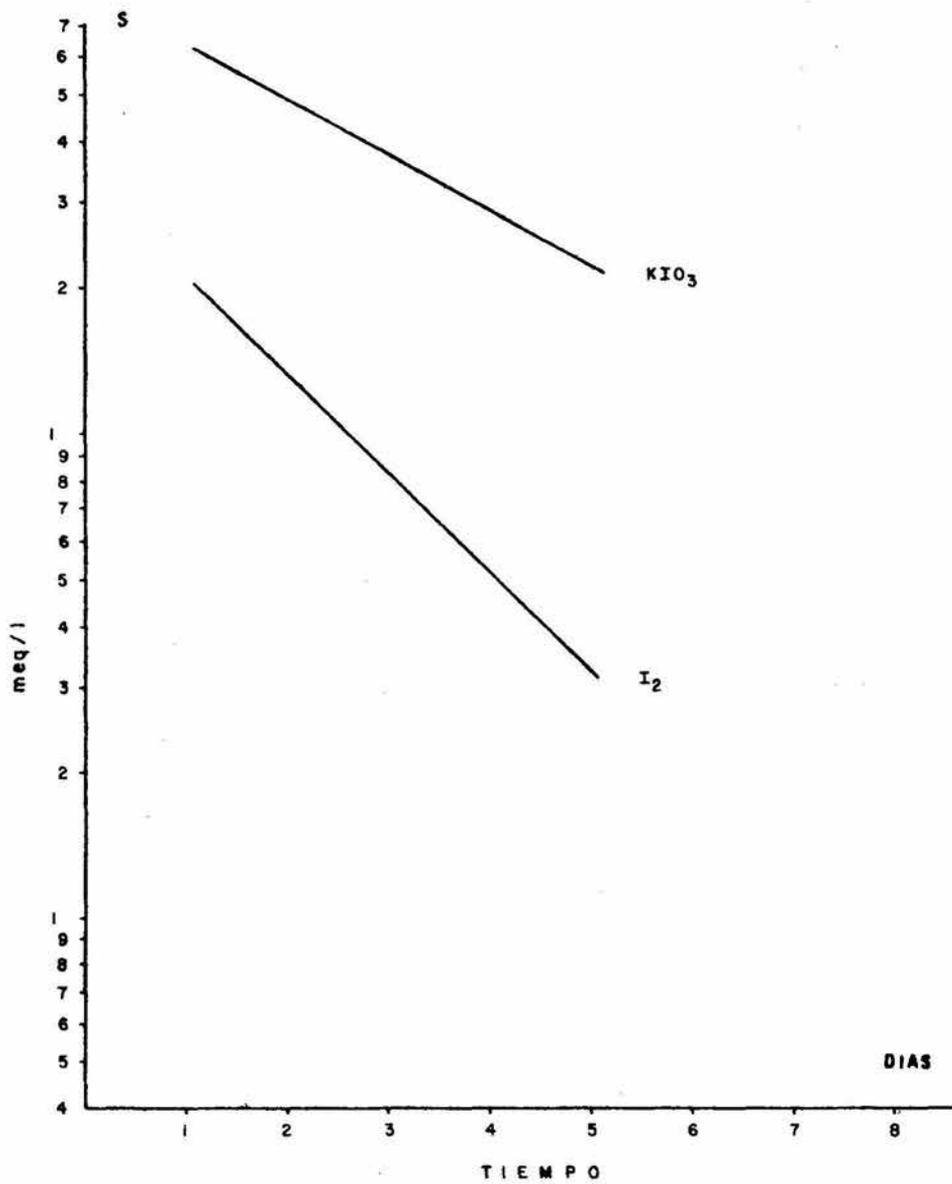
ACTIVIDAD SULFOXIDADORA EN EPOCA DE NORTES (MUESTRA 3)

Fig. 7.2



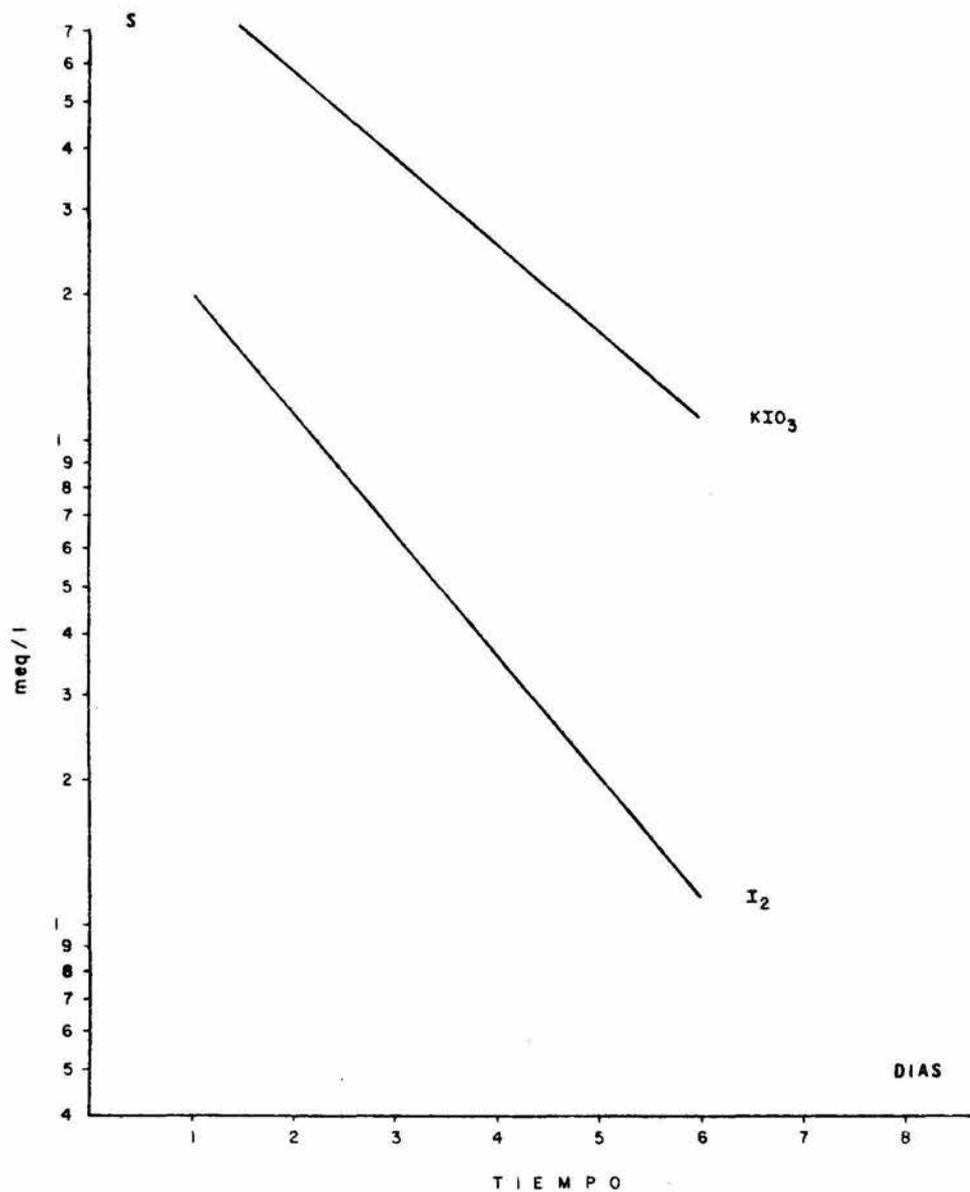
ACTIVIDAD SULFOXIDADORA EN EPOCA DE NORTES (MUESTRA 4)

Fig. 7.3



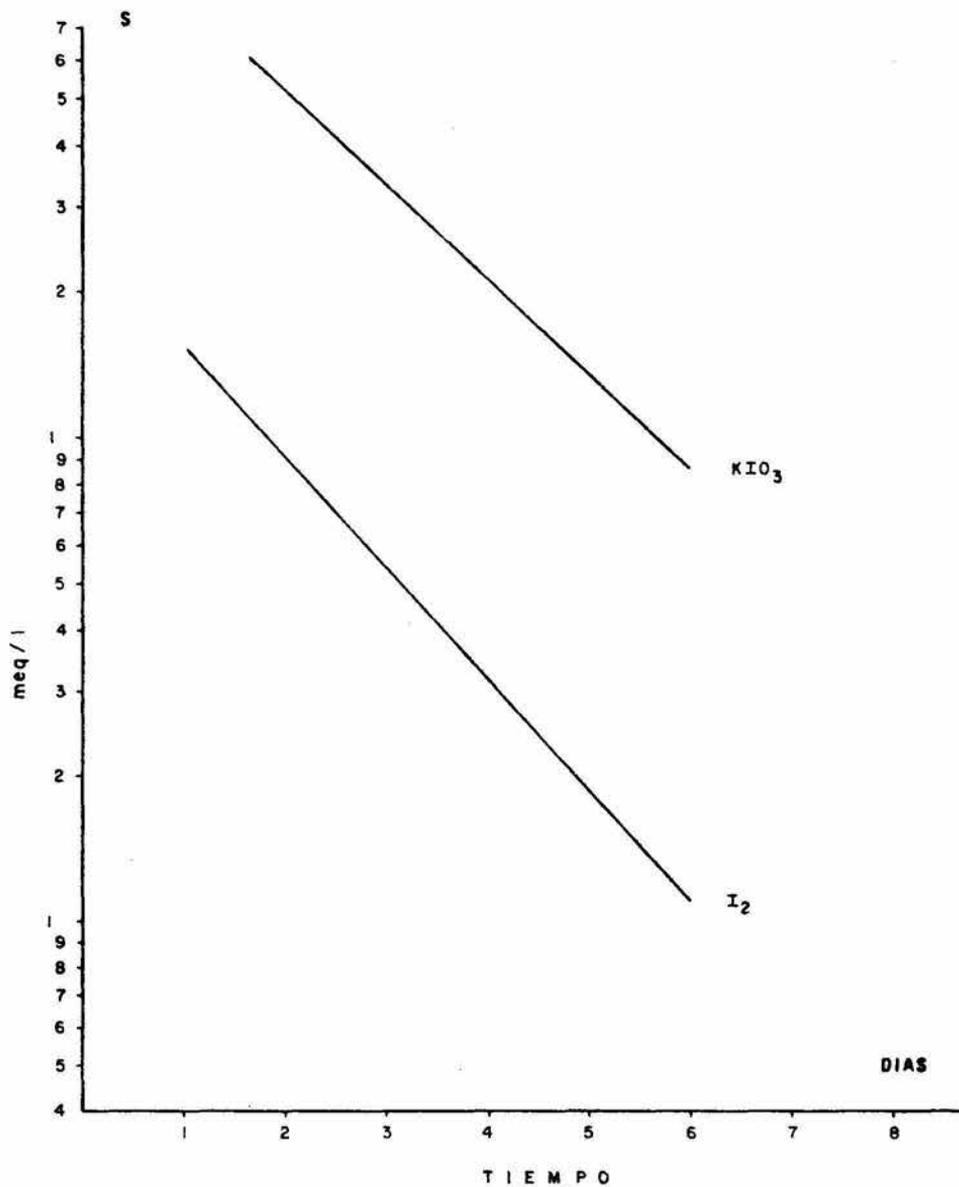
ACTIVIDAD SULFOXIDADORA EN EPOCA DE NORTES (MUESTRA 5)

Fig. 7.4



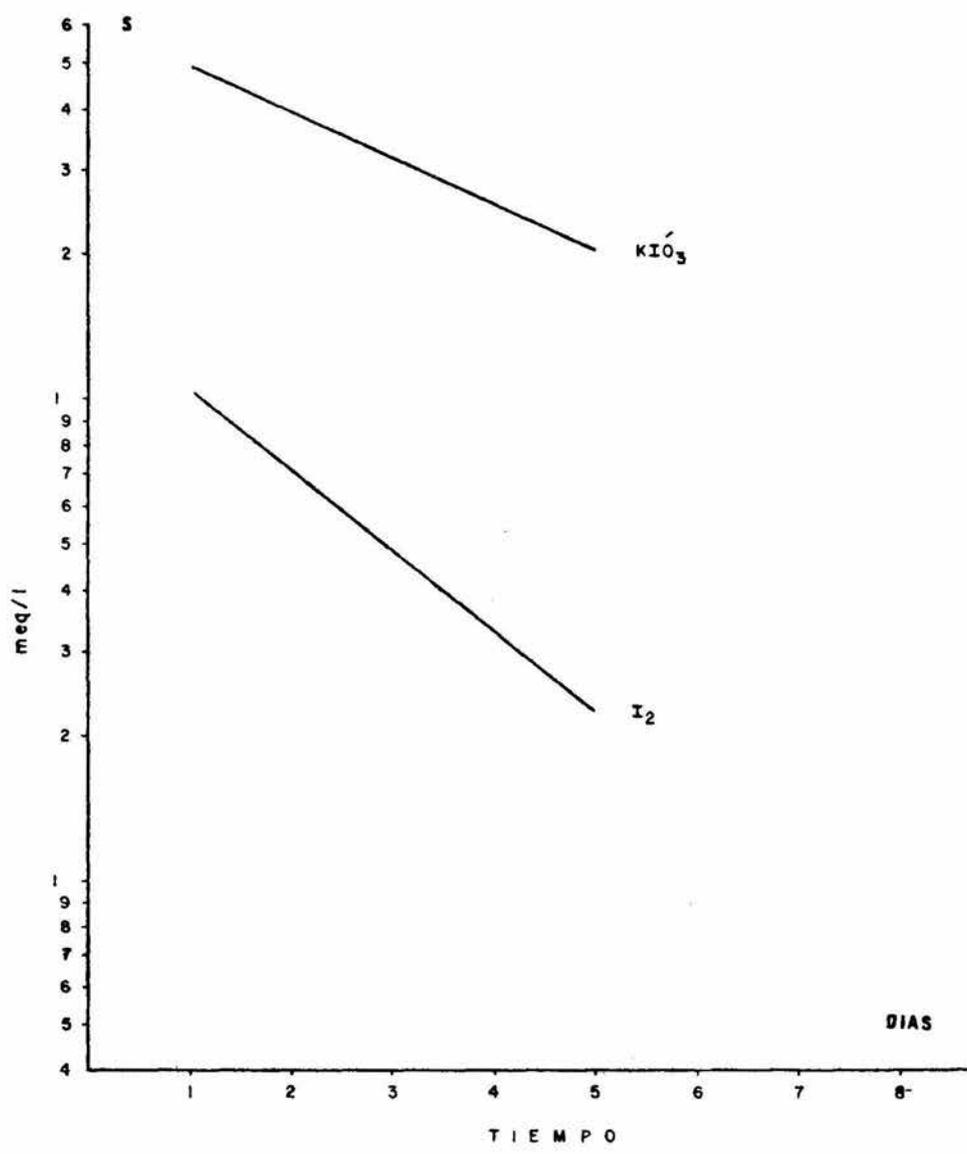
ACTIVIDAD SULFOXIDADORA EN EPOCA DE NORTES (MUESTRA 6)

Fig. 7-5



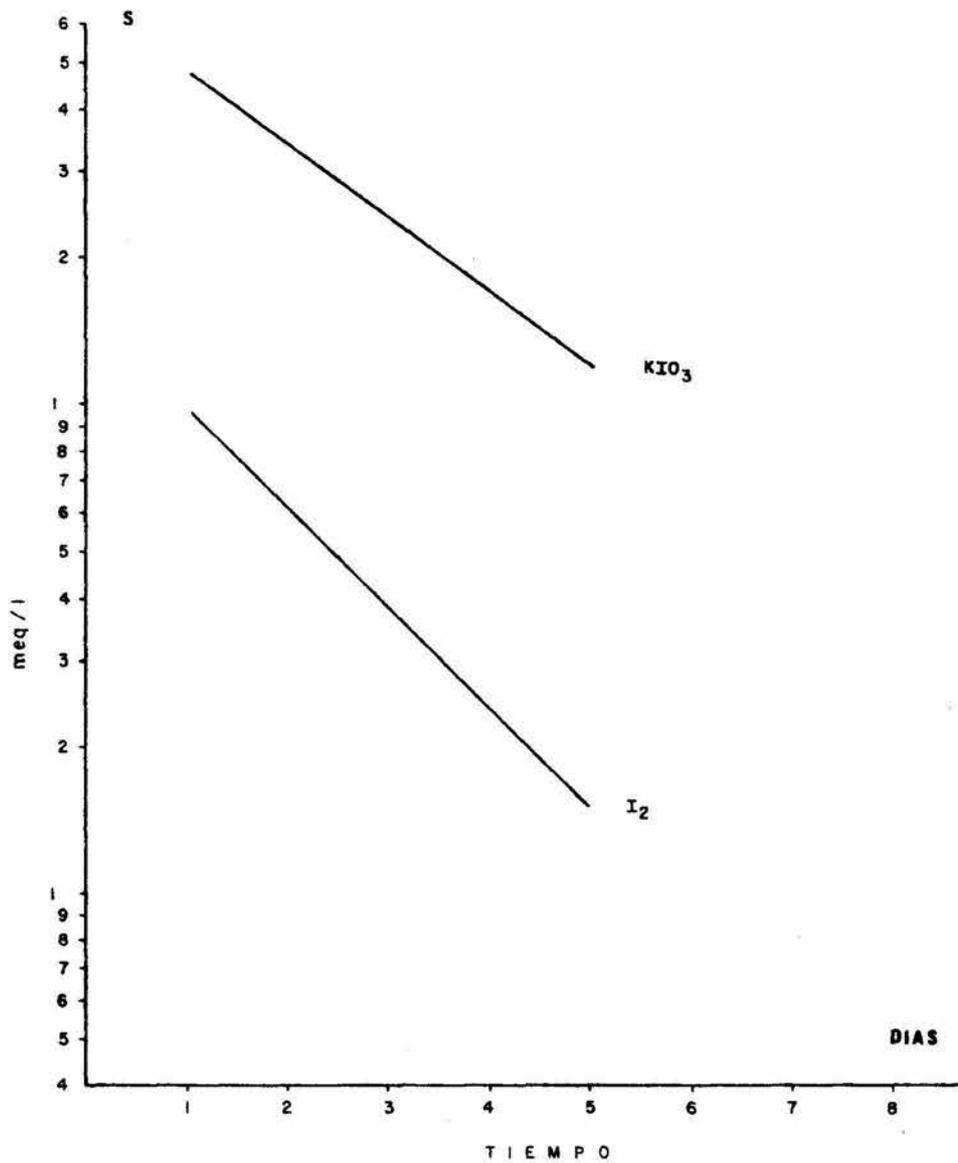
ACTIVIDAD SULFOXIDADORA EN EPOCA DE NORTES (MUESTRA 7)

Fig. 7.6



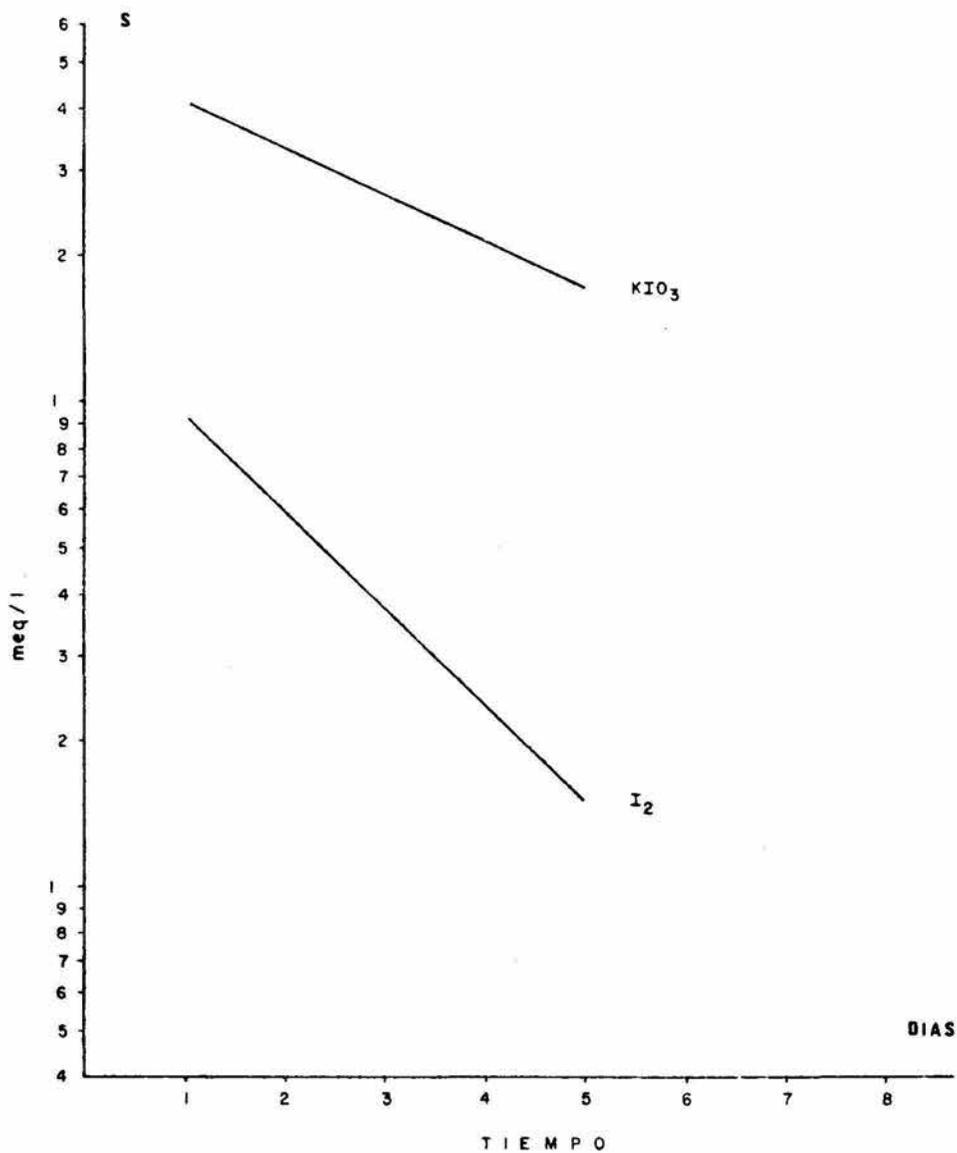
ACTIVIDAD SULFOXIDADORA EN EPOCA DE NORTES (MUESTRA 8)

Fig. 7.7



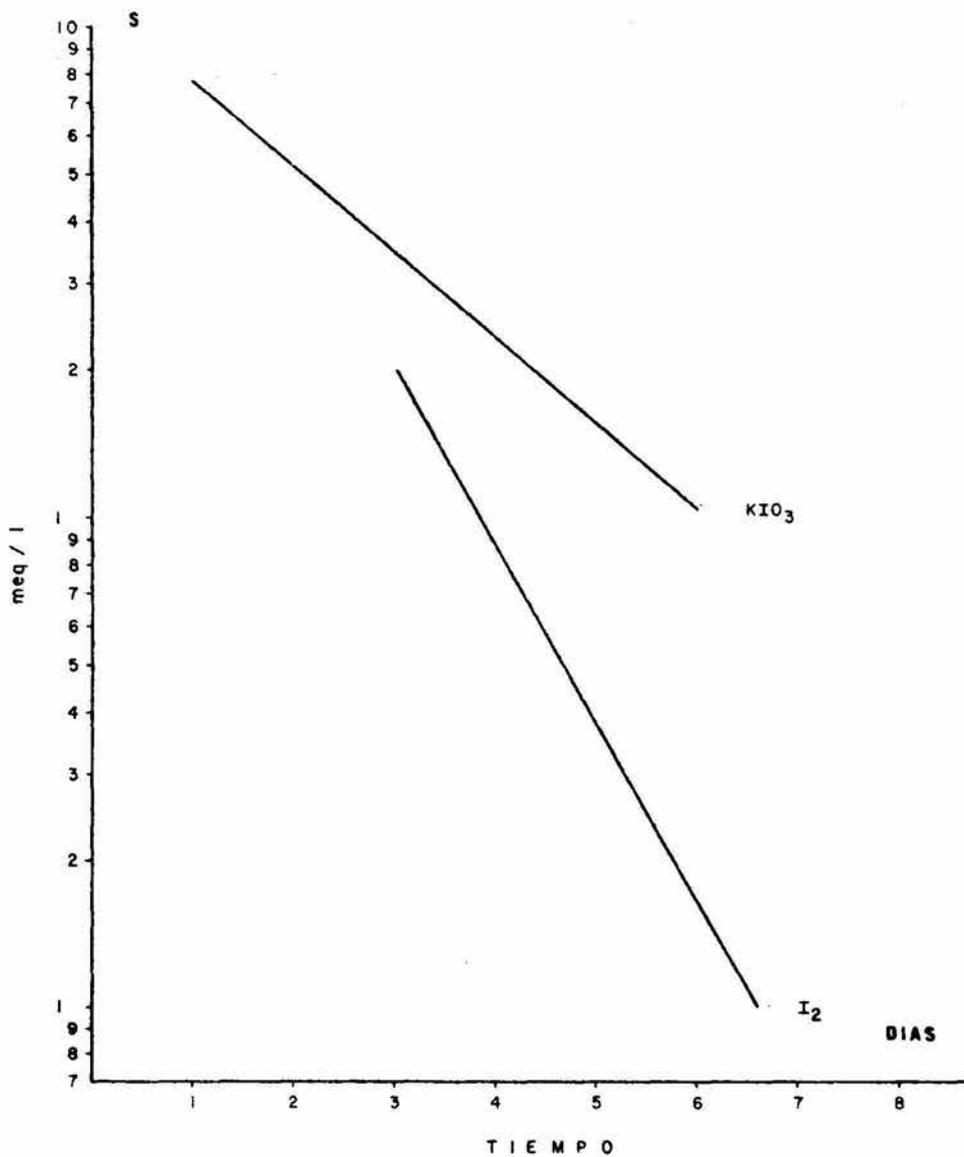
ACTIVIDAD SULFOXIDADORA EN EPOCA DE NORTES (MUESTRA 9)

Fig- 7.8



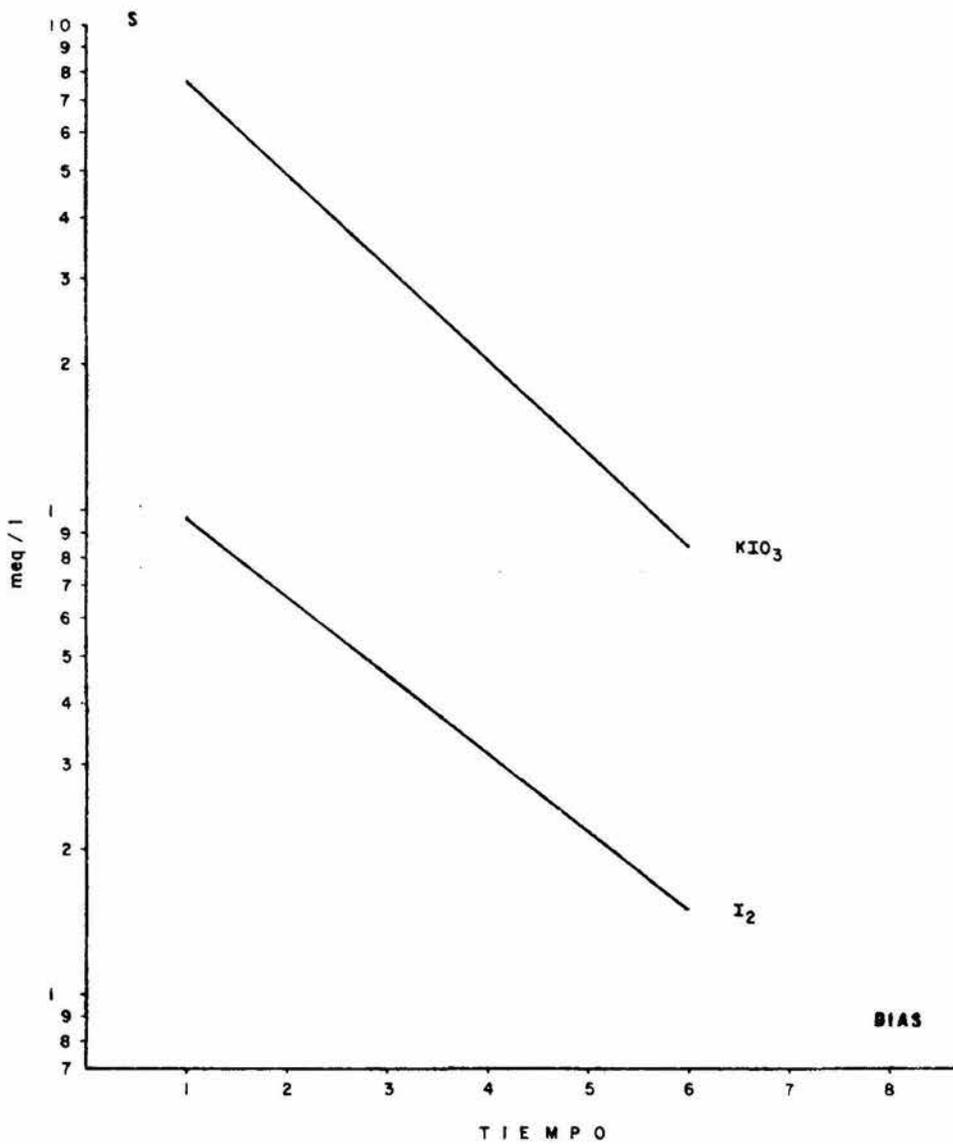
ACTIVIDAD SULFOXIDADORA EN EPOCA DE NORTES (MUESTRA 10)

Fig. 7.9



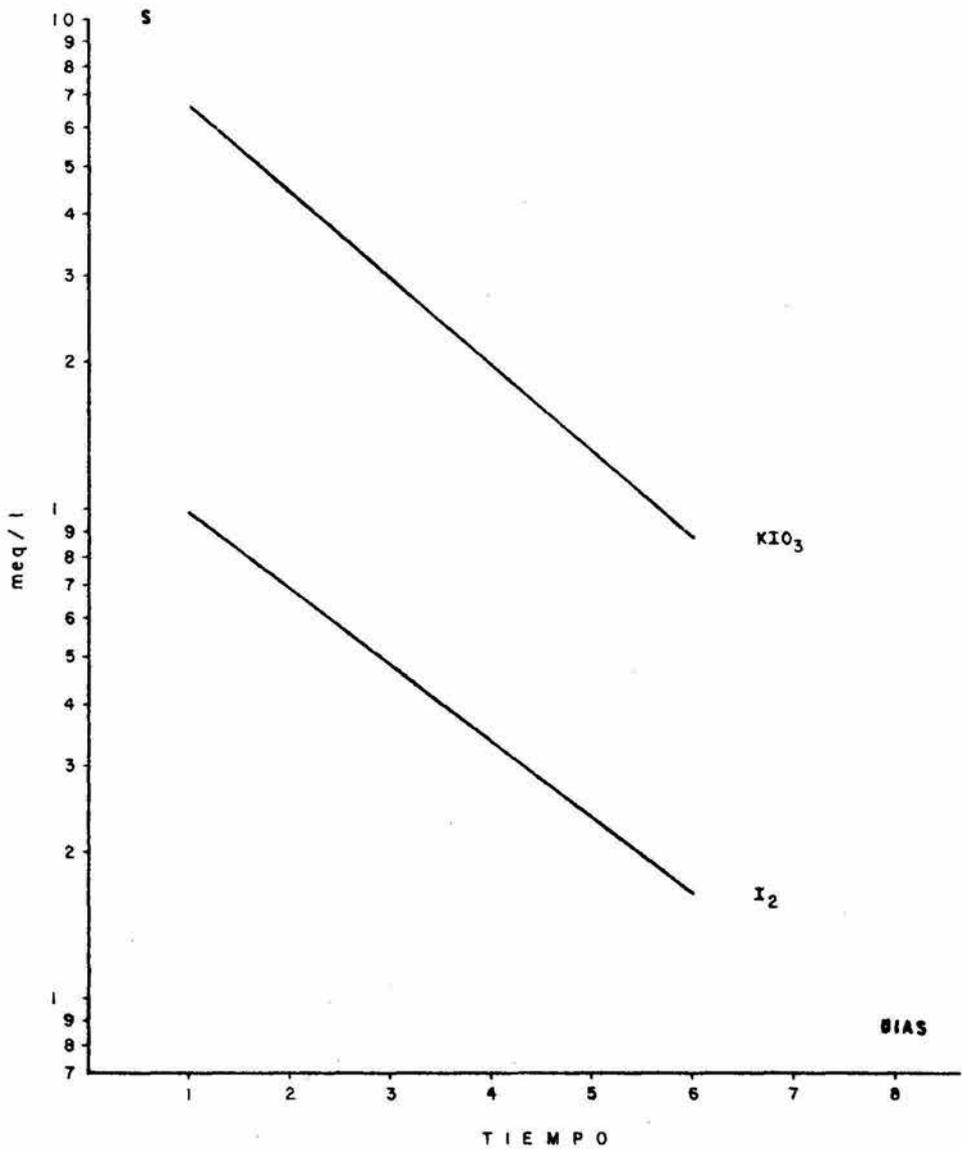
ACTIVIDAD SULFOXIDADORA EN EPOCA DE SECAS (MUESTRA 1)

Fig. 8.0



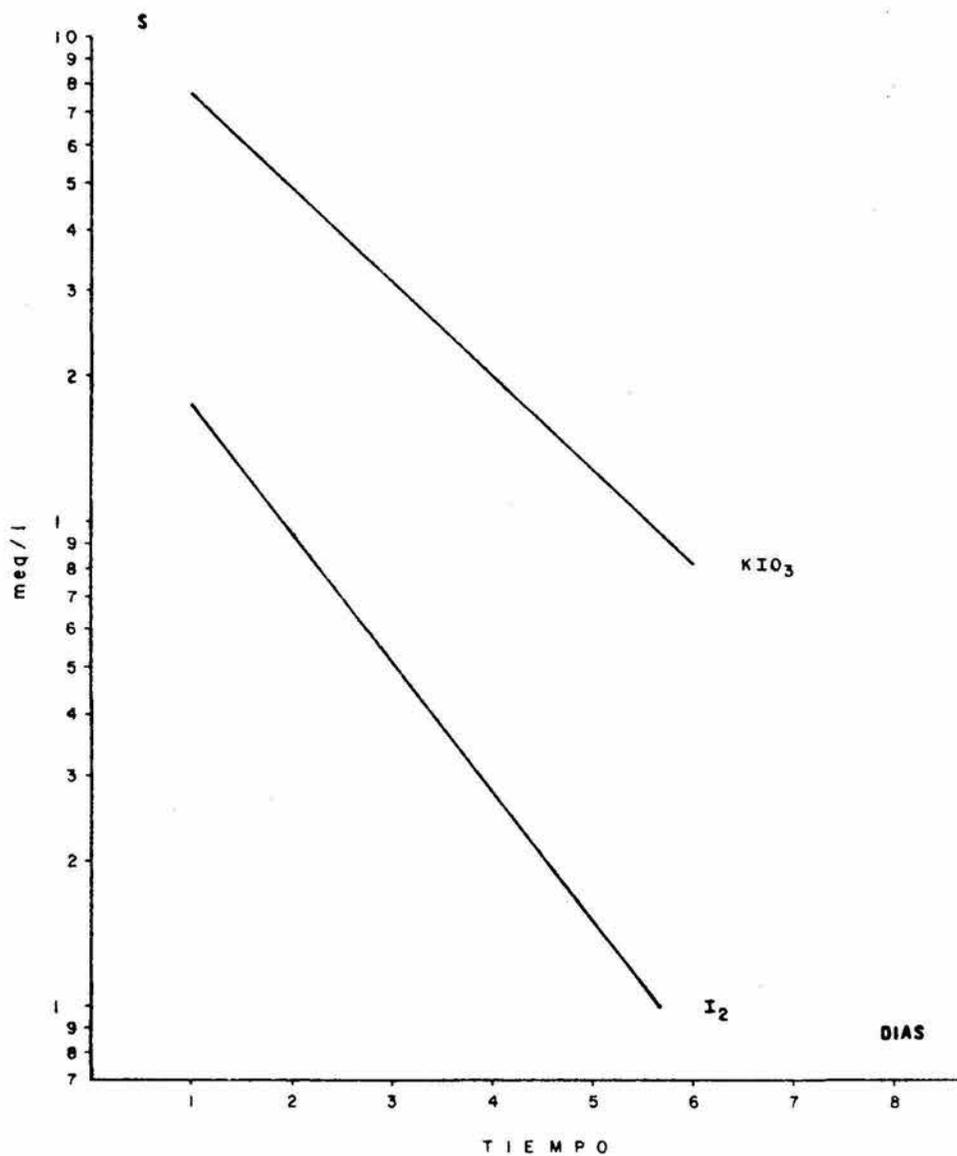
ACTIVIDAD SULFOXIDADORA EN EPOCA DE SECAS (MUESTRA 2)

Fig. 8.1



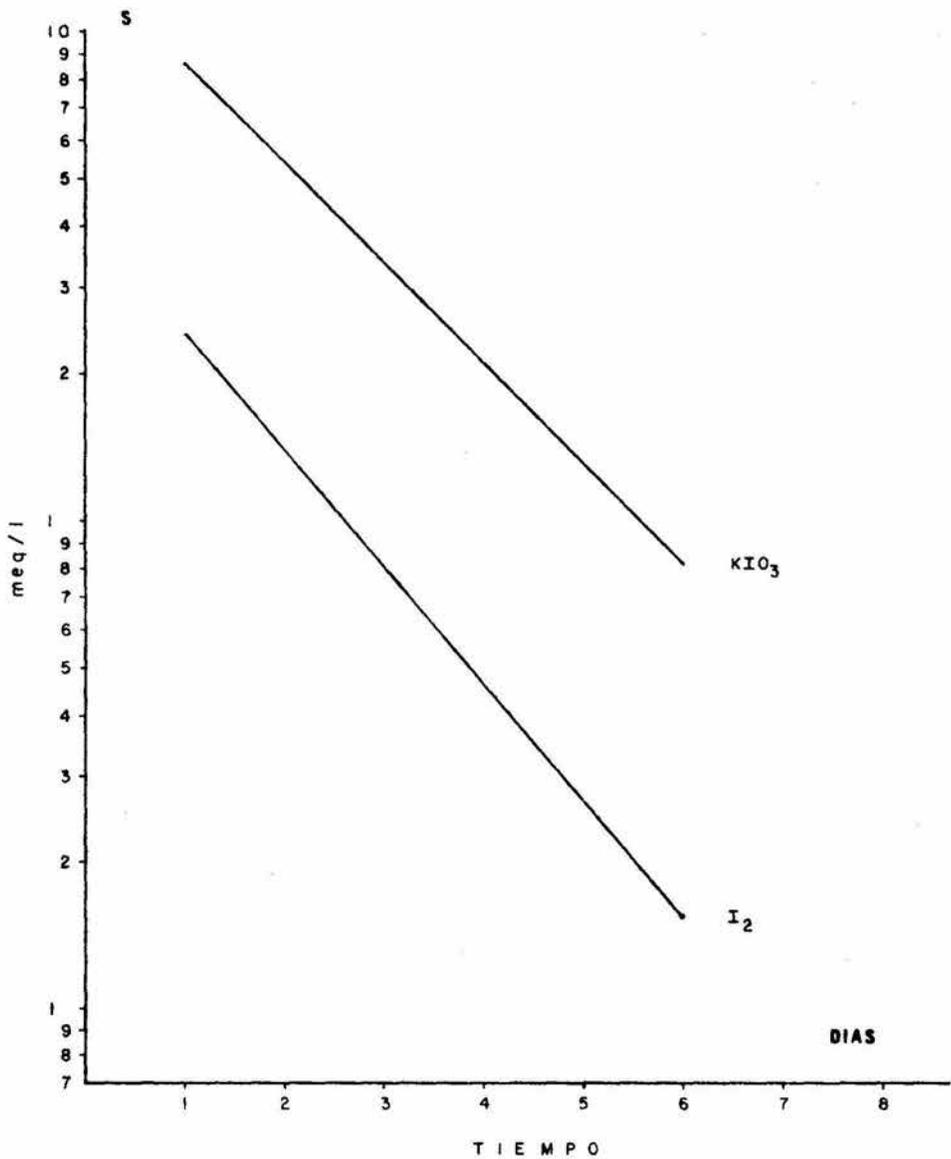
ACTIVIDAD SULFOXIDADORA EN EPOCA DE SECAS (MUESTRA 3)

Fig. 8.2



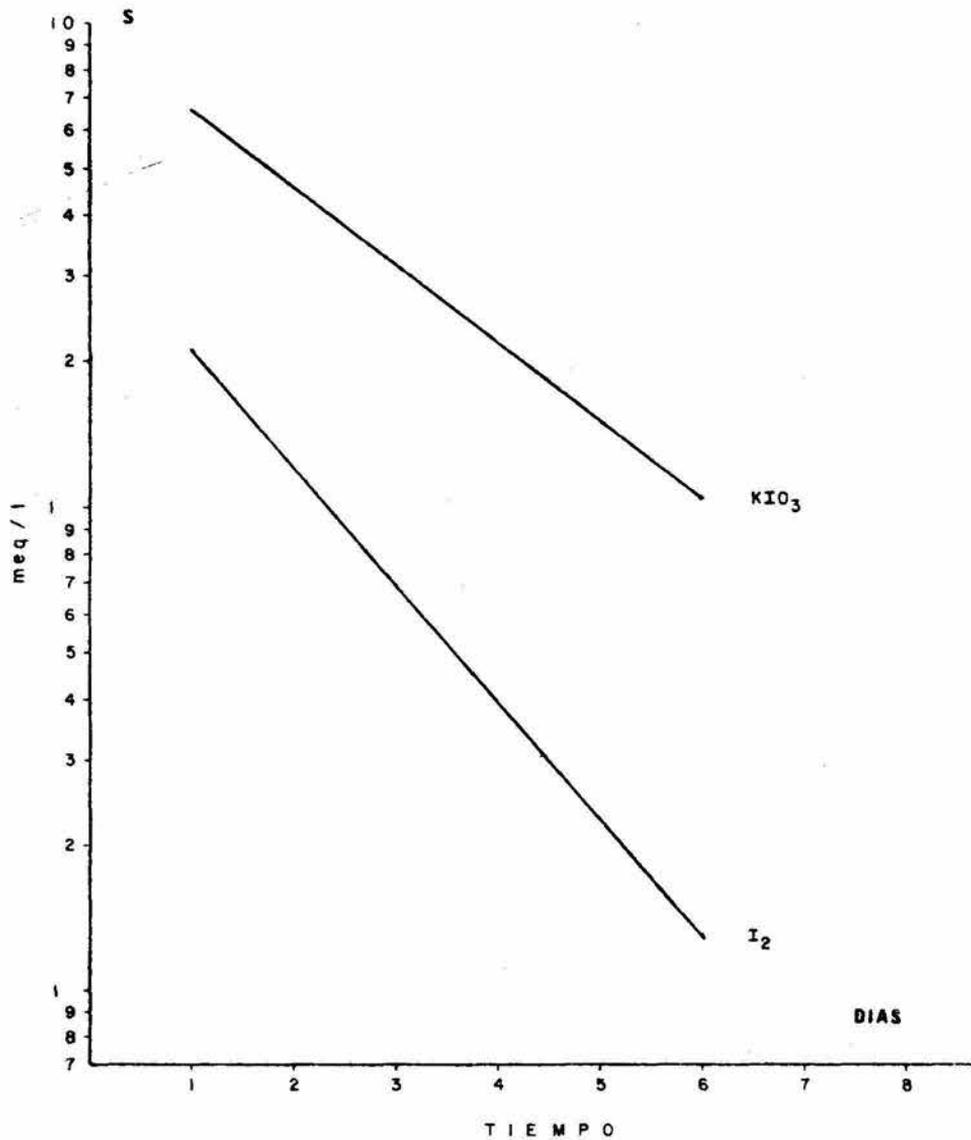
ACTIVIDAD SULFOXIDADORA EN EPOCA DE SECAS (MUESTRA 4)

Fig. 8.3



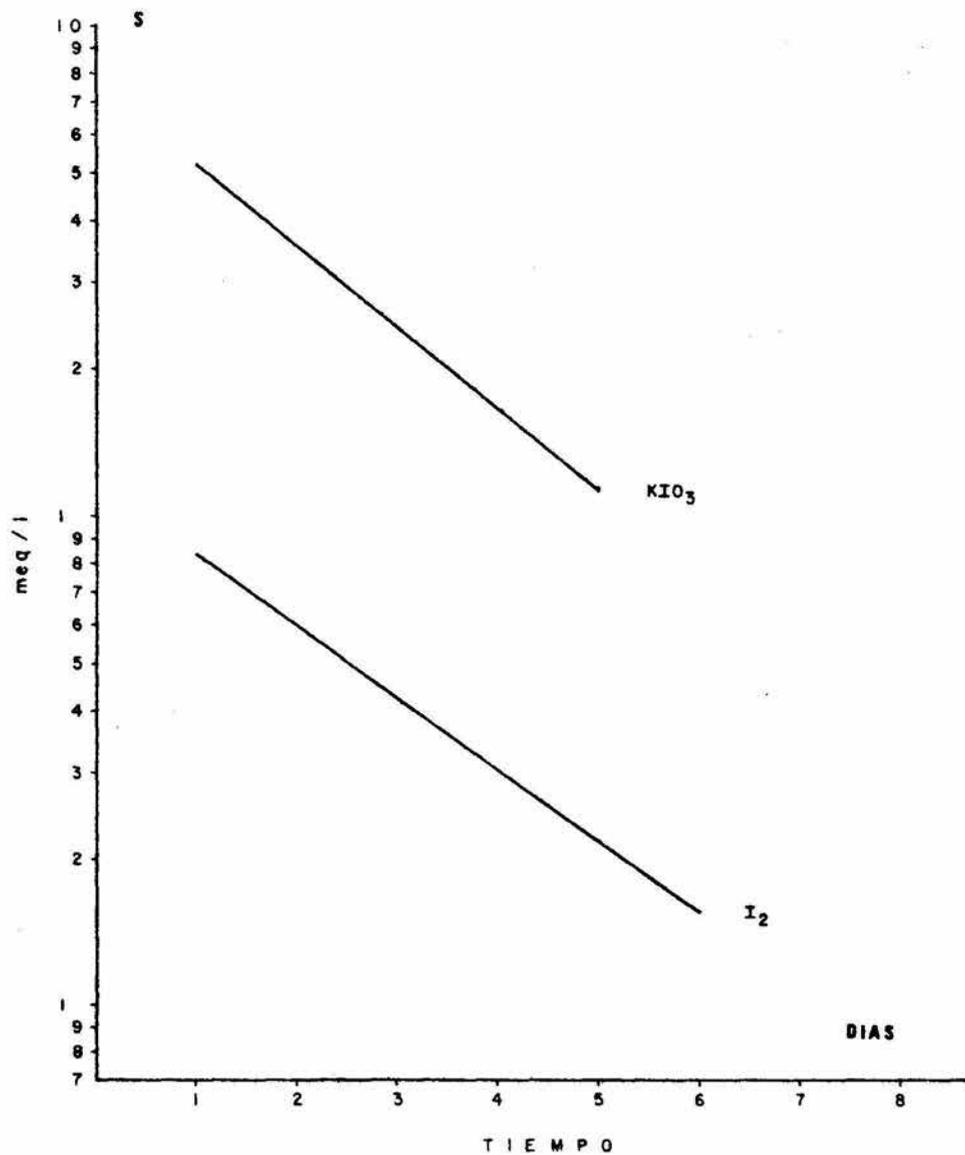
ACTIVIDAD SULFOXIDADORA EN EPOCA DE SECAS (MUESTRA 5)

Fig. 8.4



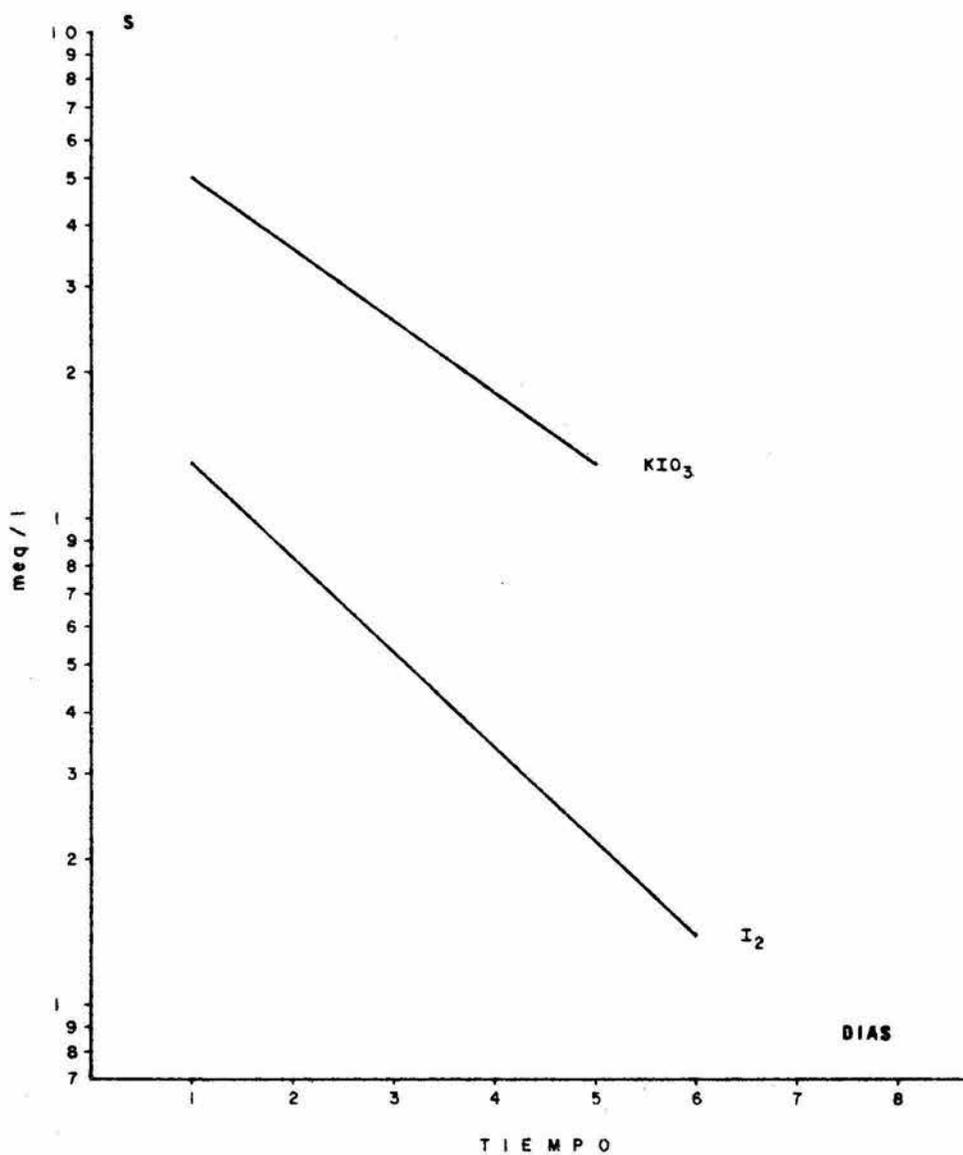
ACTIVIDAD SULFOXIDADORA EN EPOCA DE SECAS (MUESTRA 6)

Fig. 8.5



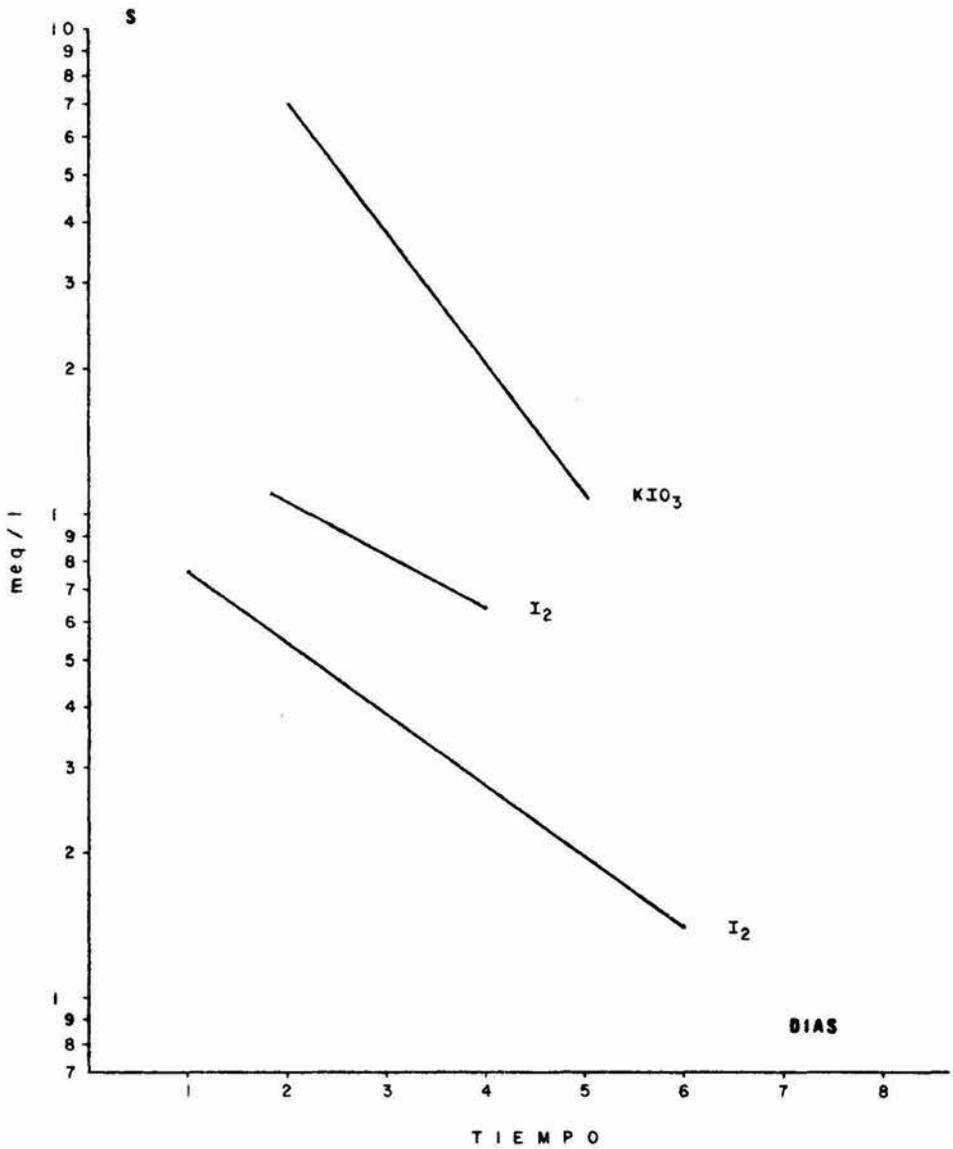
ACTIVIDAD SULFOXIDADORA EN EPOCA DE SECAS (MUESTRA 7)

Fig. 8.6



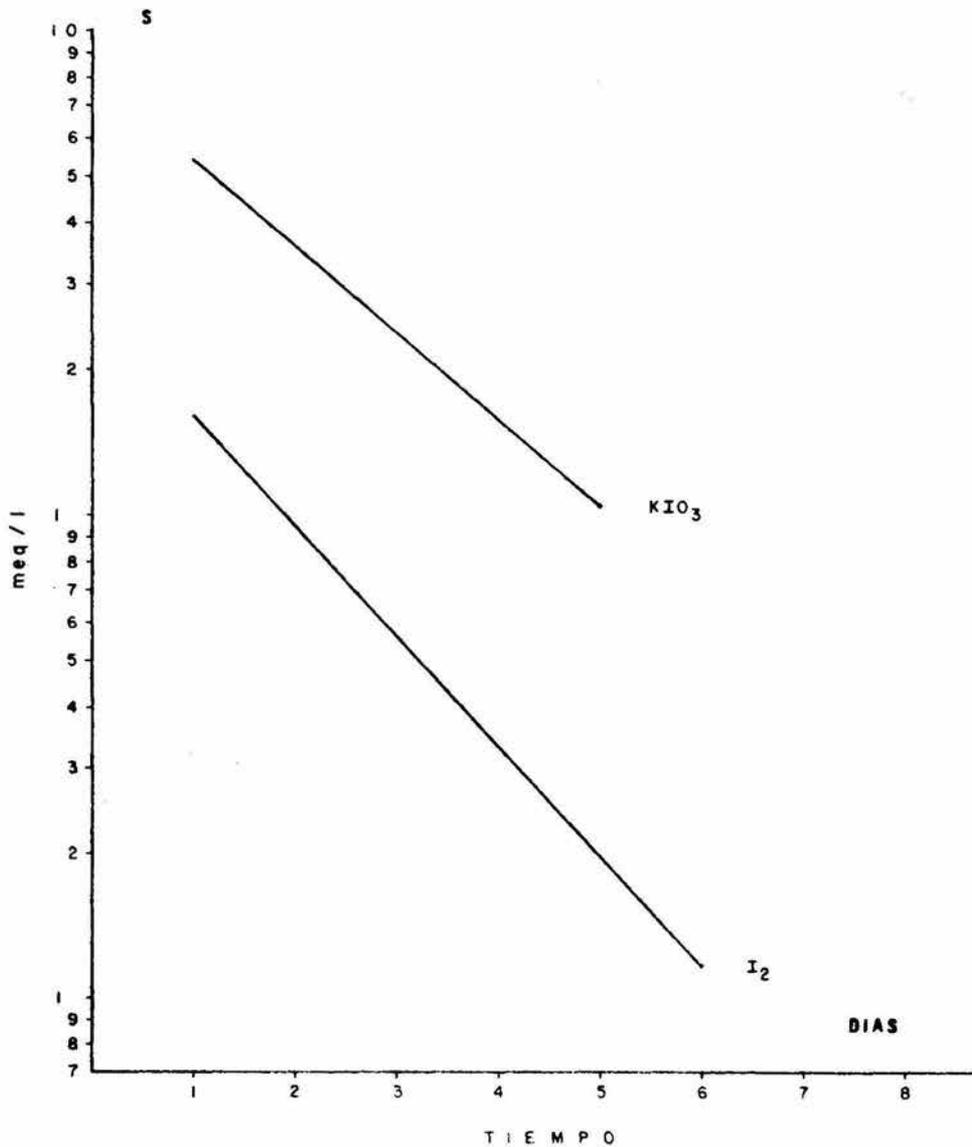
ACTIVIDAD SULFOXIDADORA EN EPOCA DE SECAS (MUESTRA 8)

Fig. 8.7



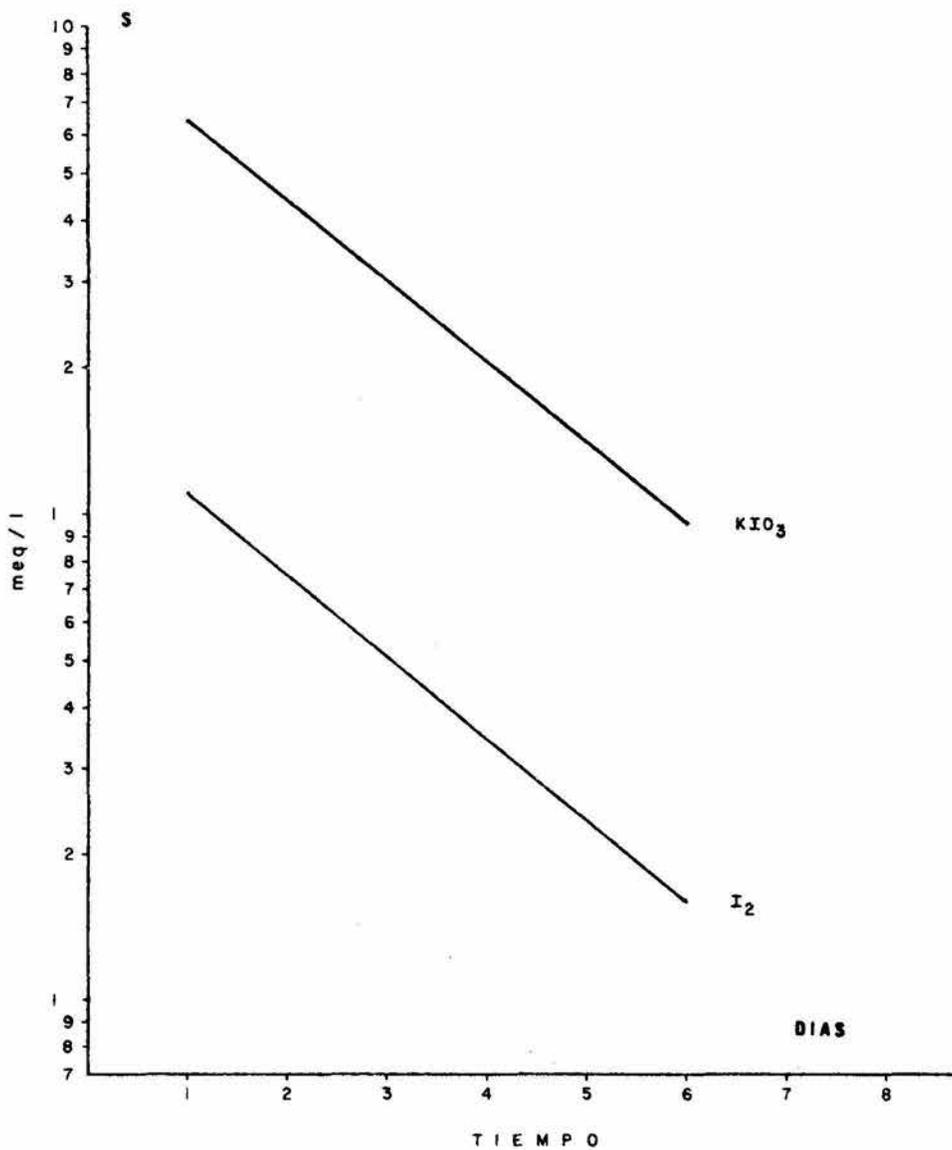
ACTIVIDAD SULFOXIDORA EN EPOCA DE SECAS (MUESTRA 9)

Fig. 8.8



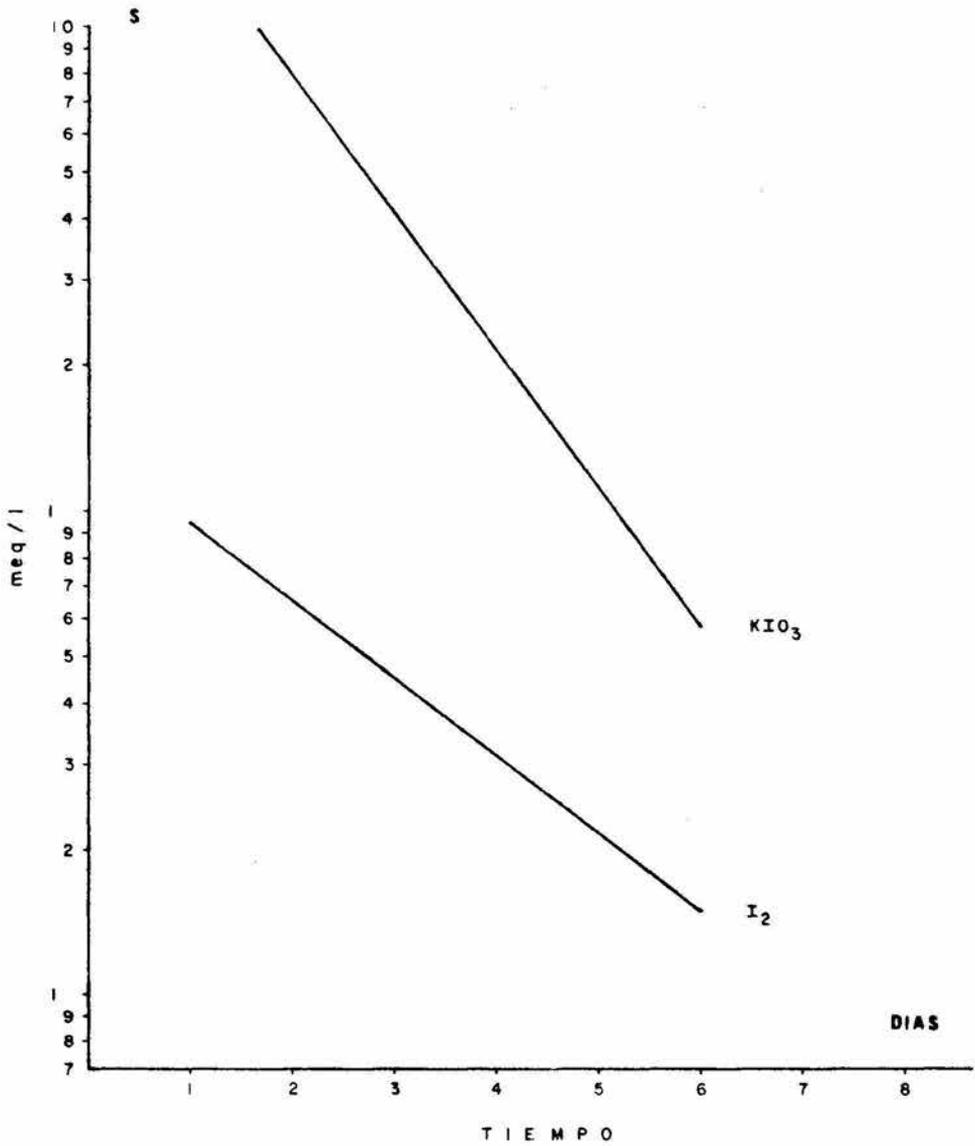
ACTIVIDAD SULFOXIDADORA EN EPOCA DE SECAS (MUESTRA 10)

Fig. 8.9



ACTIVIDAD SULFOXIDADORA EN EPOCA DE SECAS (MUESTRA II)

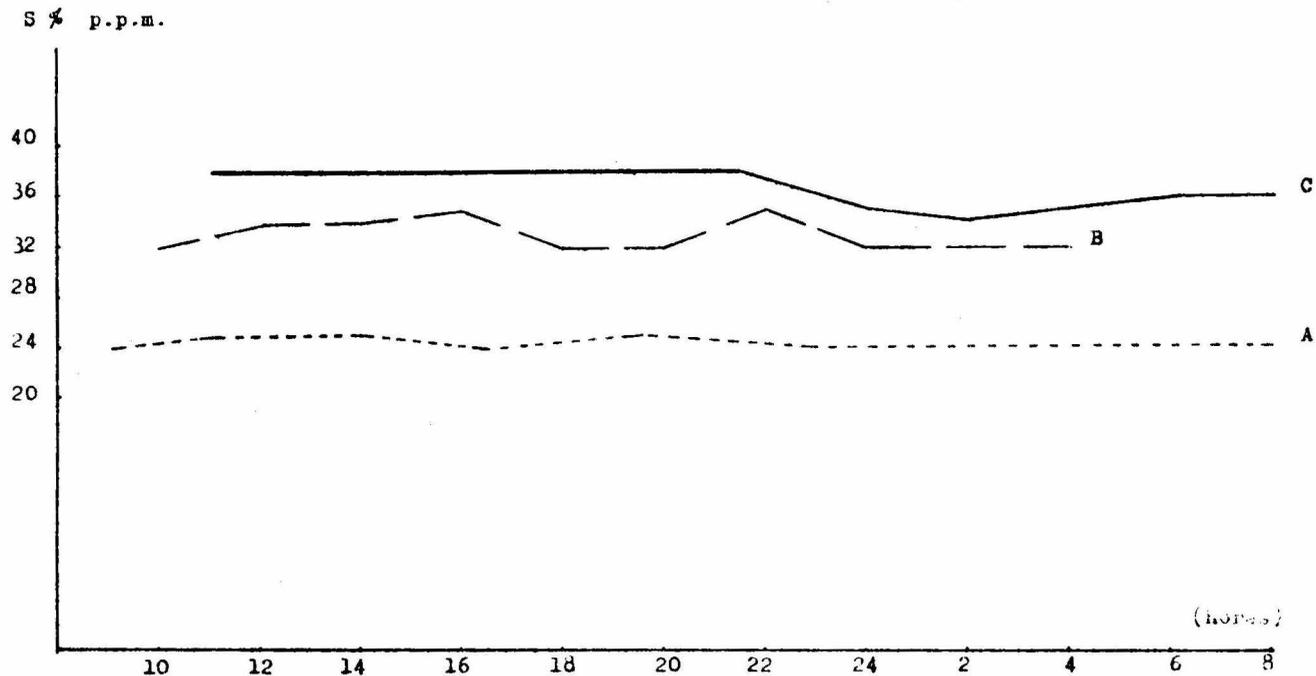
Fig. 8.10



ACTIVIDAD SULFOXIDADORA EN EPOCA DE SECAS (MUESTRA 12)

Fig. 8.11

Gráfica de la Salinidad - Tiempo

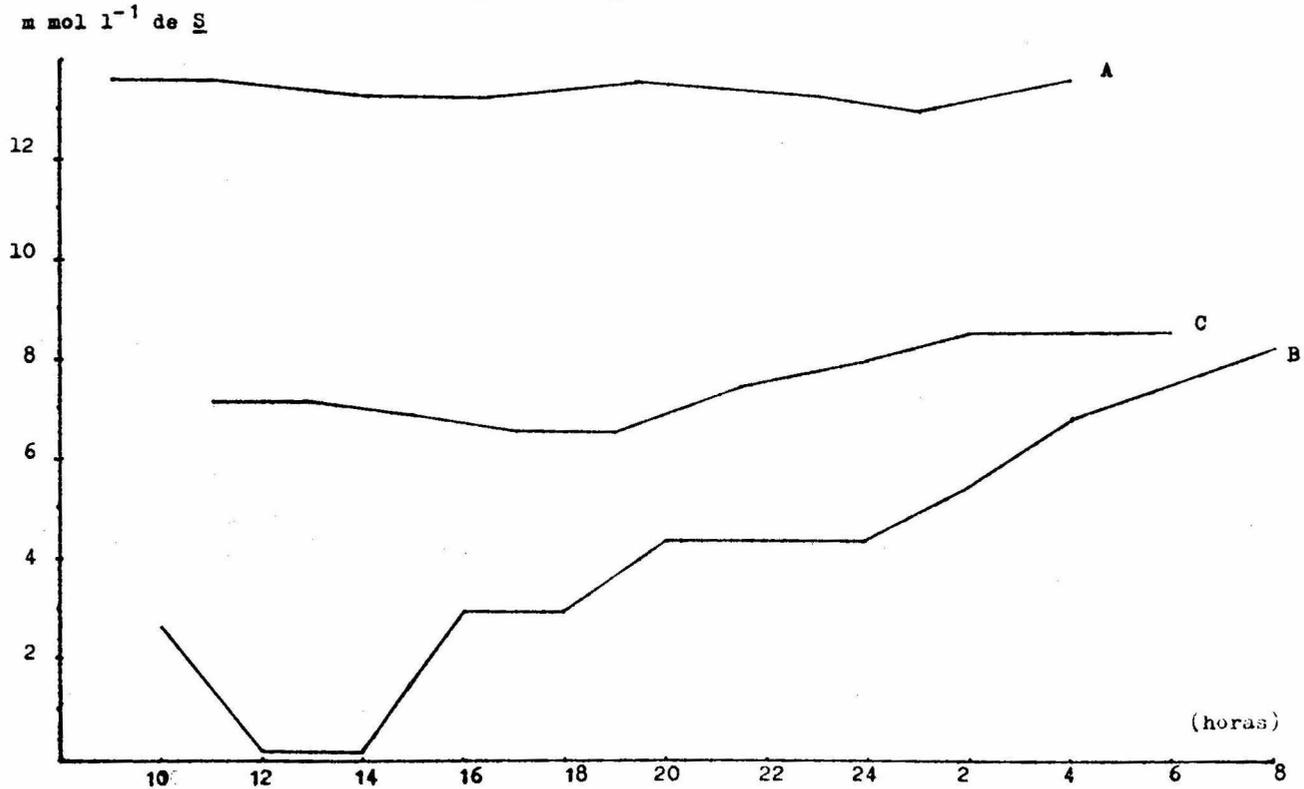


(Fig. 9)

A = Epoca de lluvias
B = Epoca de Nortes
C = Epoca de Secas

TIEMPO

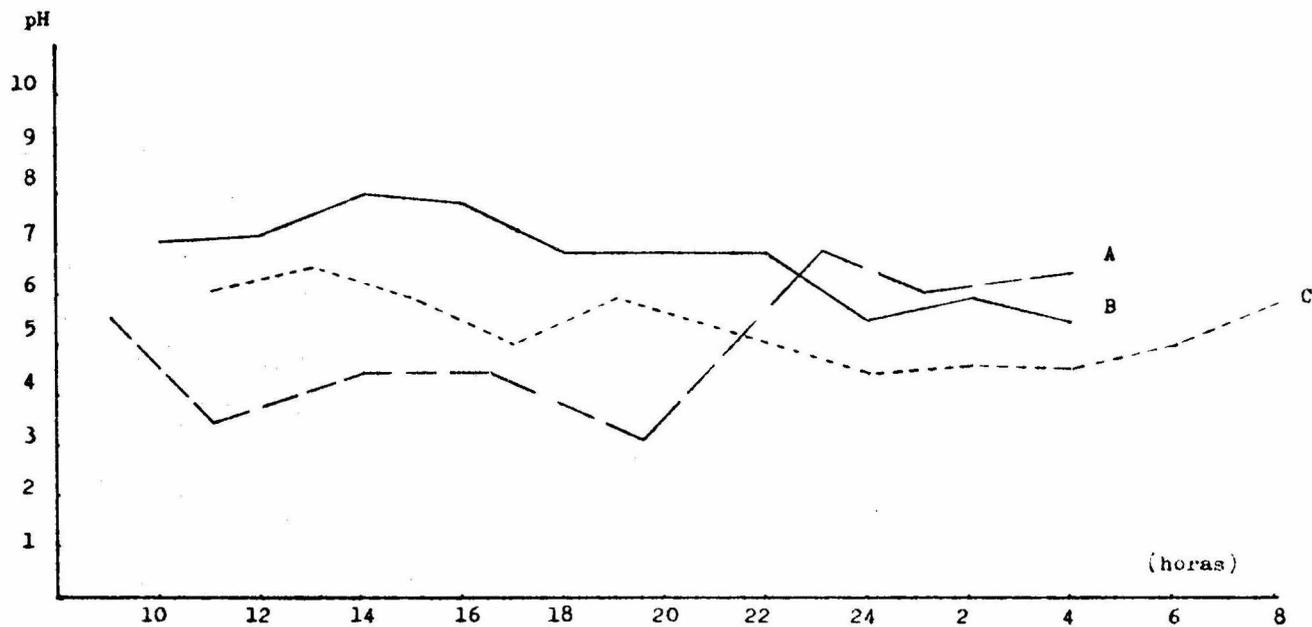
Gráfica del Desprendimiento de Gas Sulfhídrico - Tiempo



(Fig. 10) A = Epoca de lluvias
B = Epoca de Nortes
C = Epoca de secas

TIEMPO

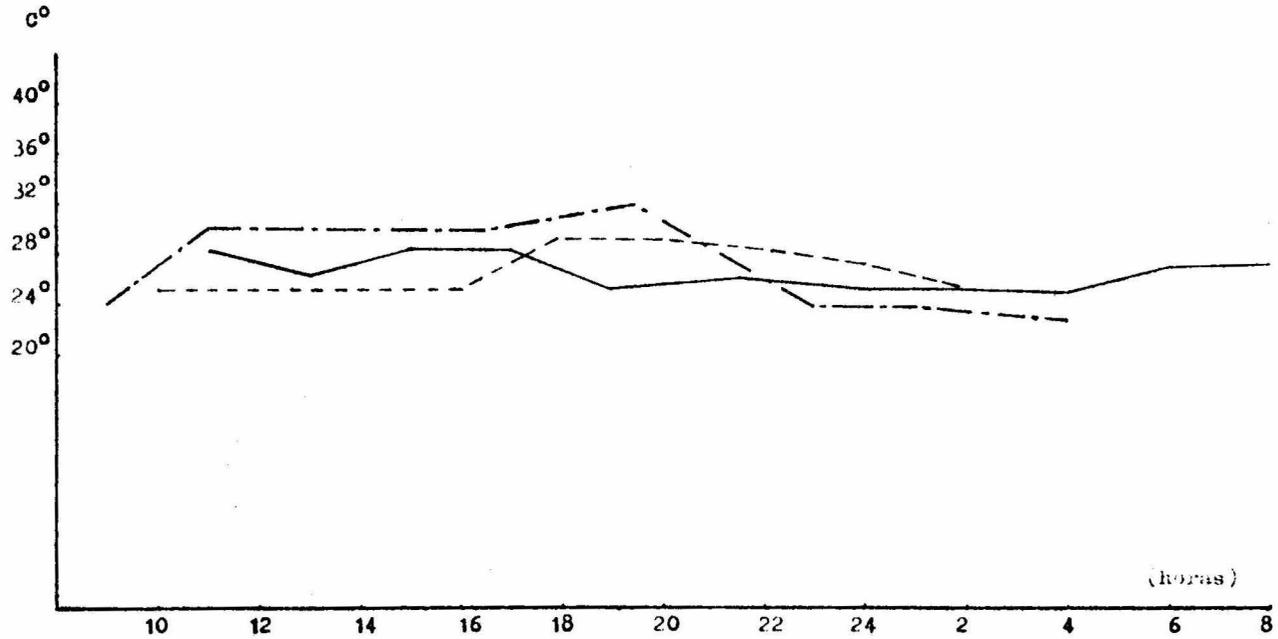
Gráfica del pH - Tiempo



(Fig. 11) A = Epoca de lluvias
B = Epoca de Nortes
C = Epoca de Secas

TITULO

Gráfica de la Temperatura - Tiempo

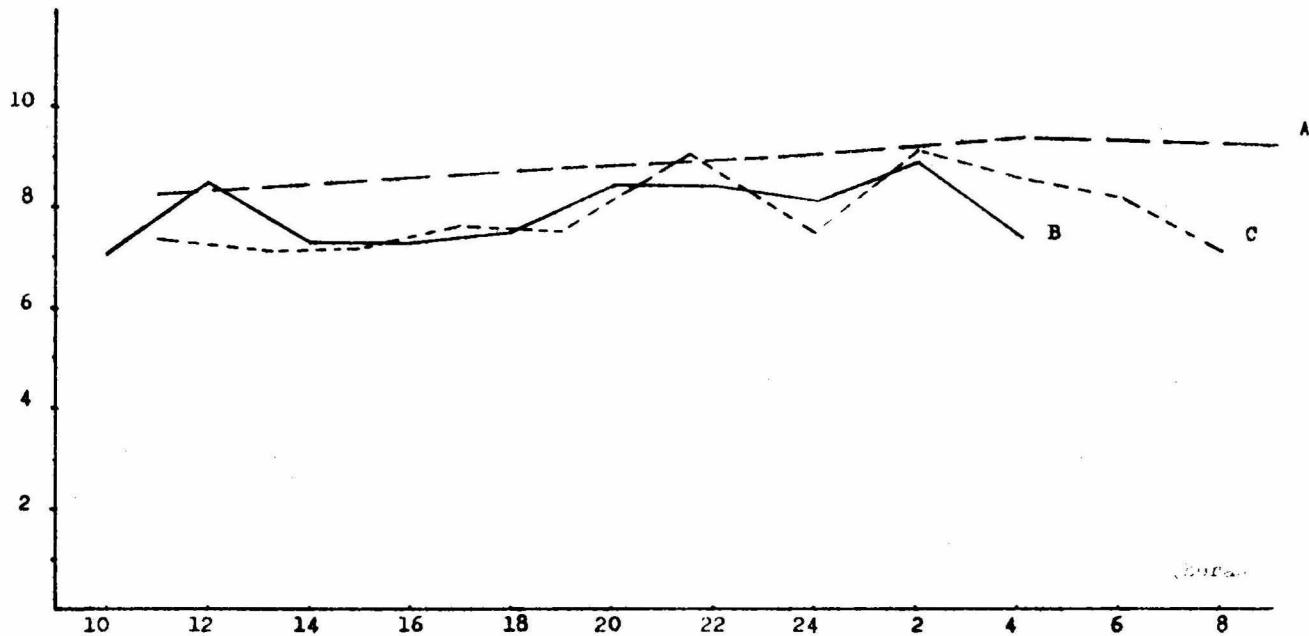


(Fig. 12) A= Epoca de Lluvias
B= Epoca de Nortes
C= Epoca de Secas

TIEMPO

Gráfica de la Materia Organica - Tiempo

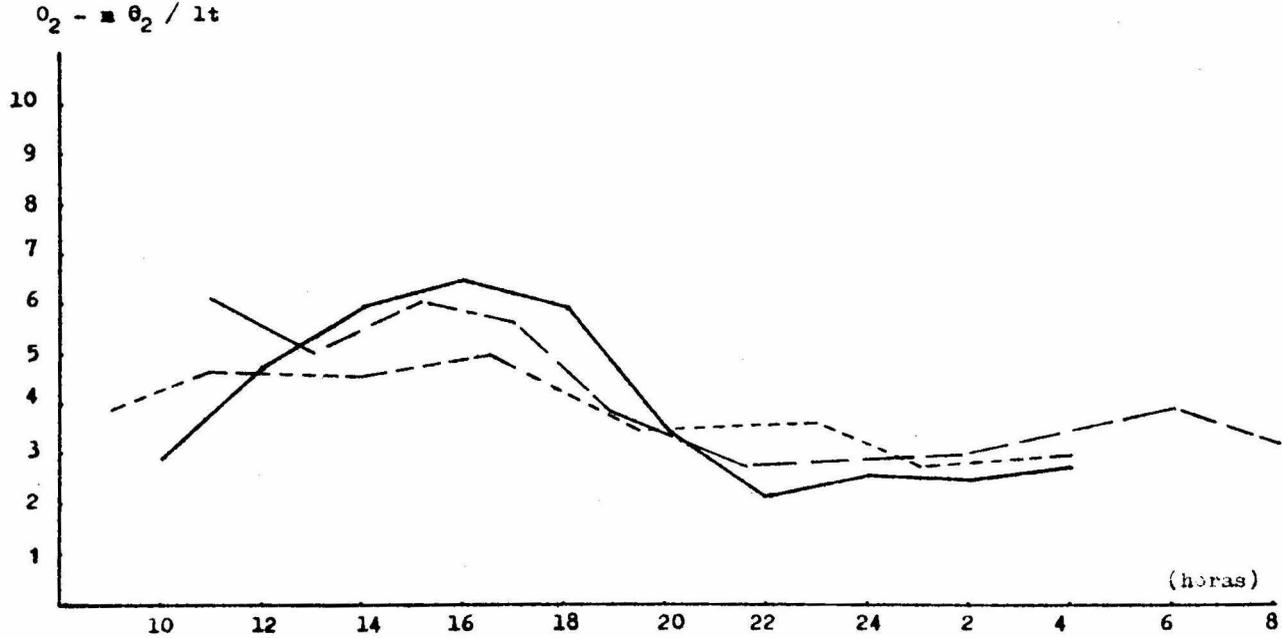
% de Carbón Organico



(Fig. 13) A = Epoca de lluvias
B = Epoca de Mortes
C = Epoca de Secas

TIEMPO

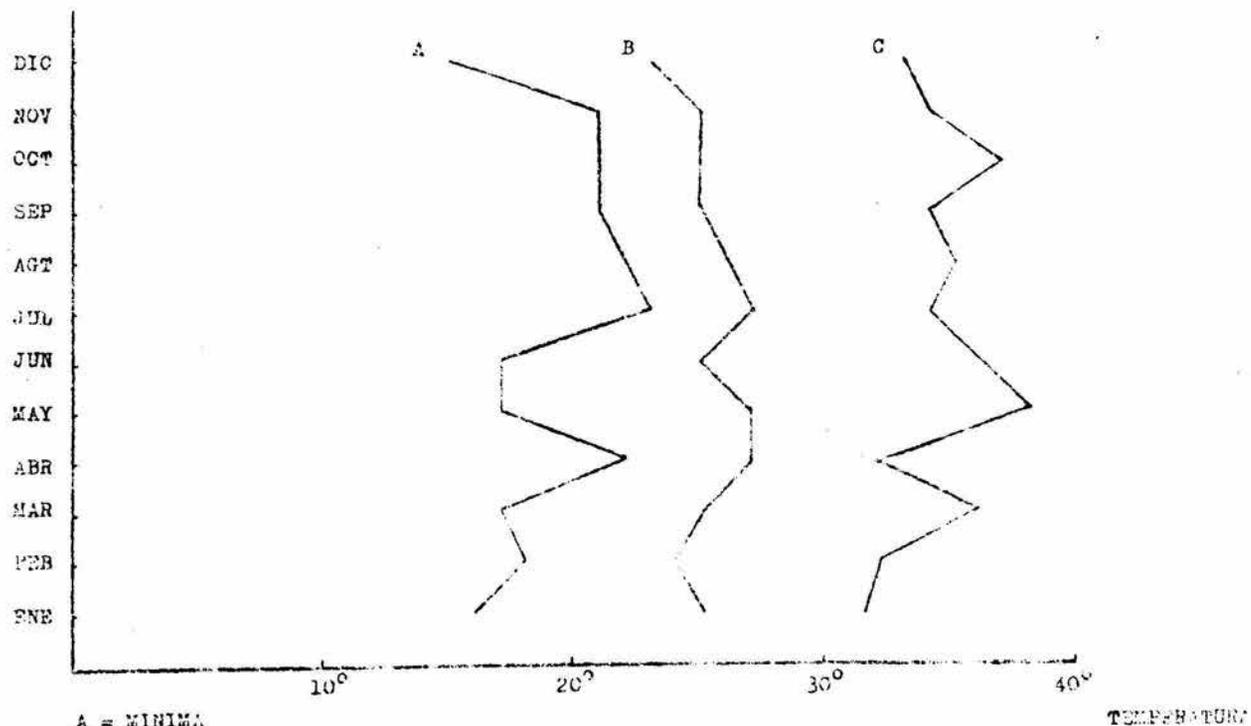
Gráfica de Oxígeno Disuelto en el Agua - Tiempo



(Fig. 14) A= Epoca de Lluvias
B= Epoca de Nortes
C= Epoca de Secas

TIEMPO

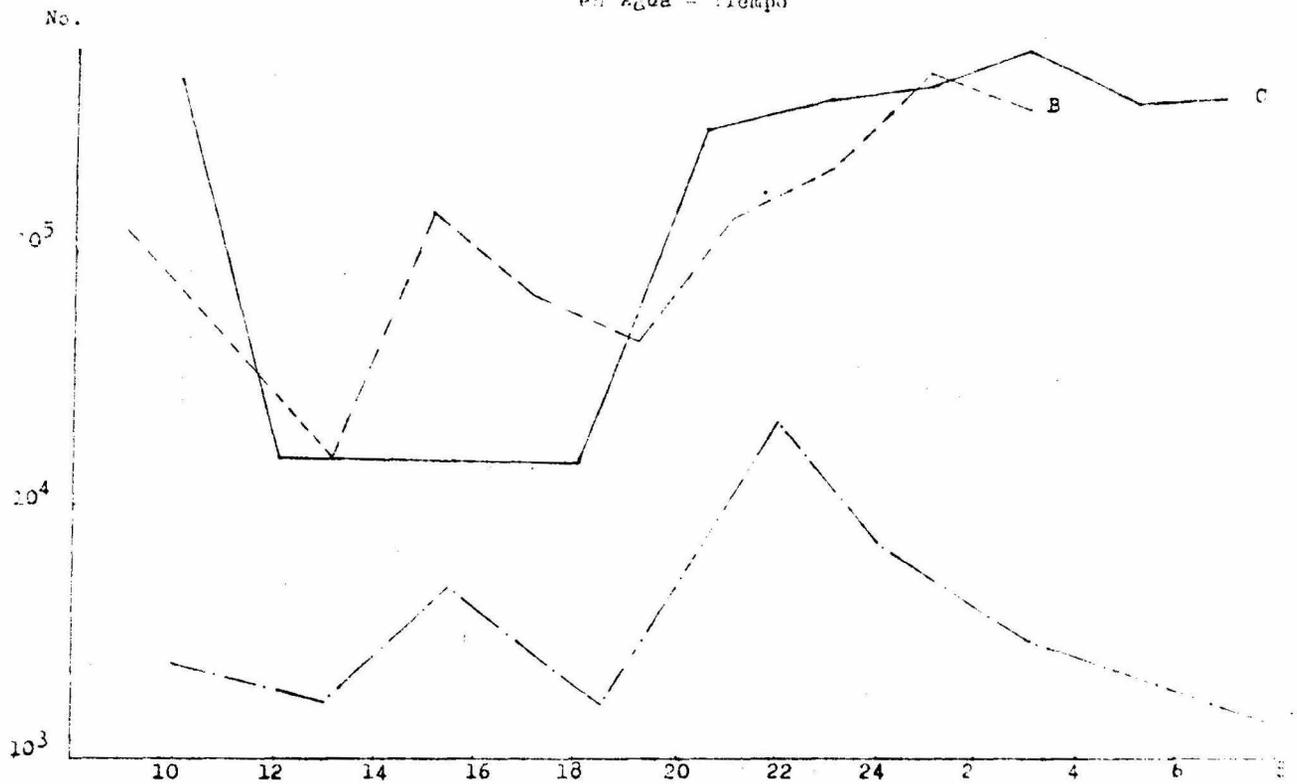
GRAFICA DE TEMPERATURA POR MES



A = MINIMA
 B = MEDIA
 C = MAXIMA

(Fig. 15)

Variedad del Número de Bacterias Sulforreductoras
en Agua - Tiempo

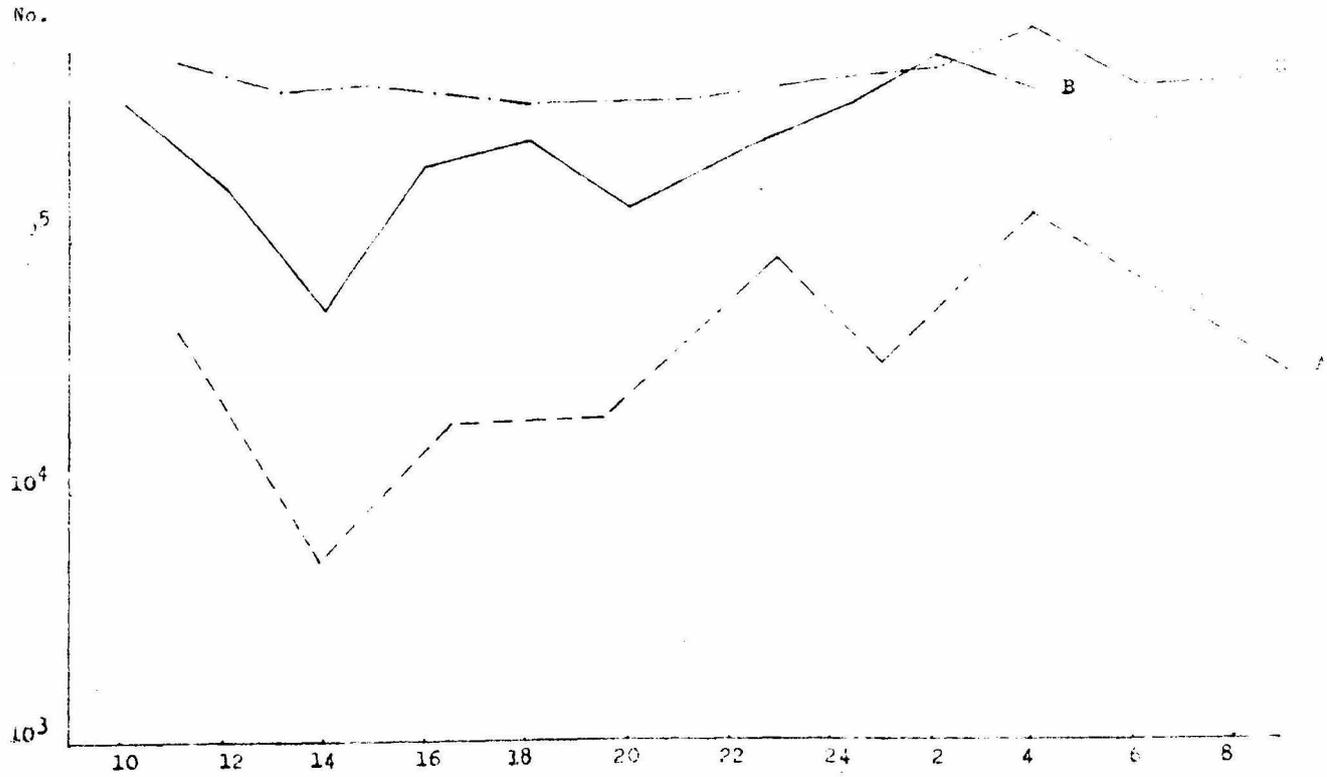


(Fig. 16)

- A = Epoca de lluvias
- B = Epoca de Nortes
- C = Epoca de Secas

H. J. R.

Gráfica del número viable de Bacterias Sulforreductoras - Etapa en sedimento

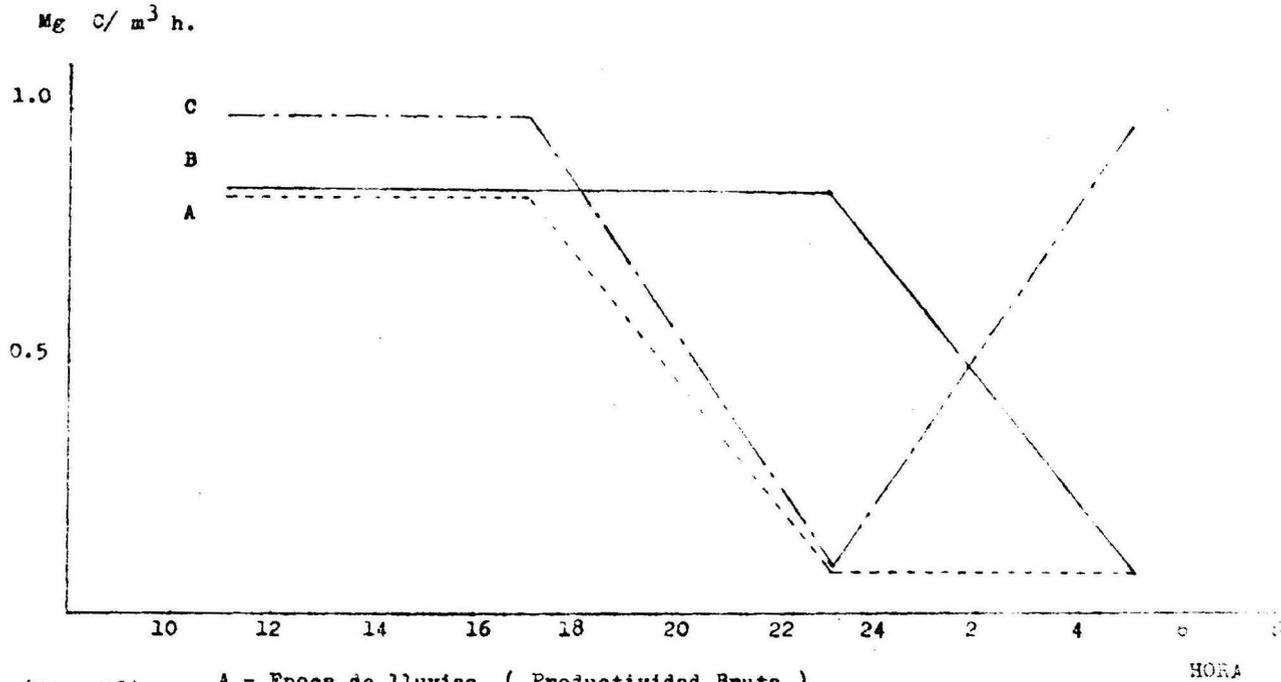


A = Epoca de lluvias
B = Epoca de Nortes
C = Epoca de Secas

(Fig. 17)

HORA

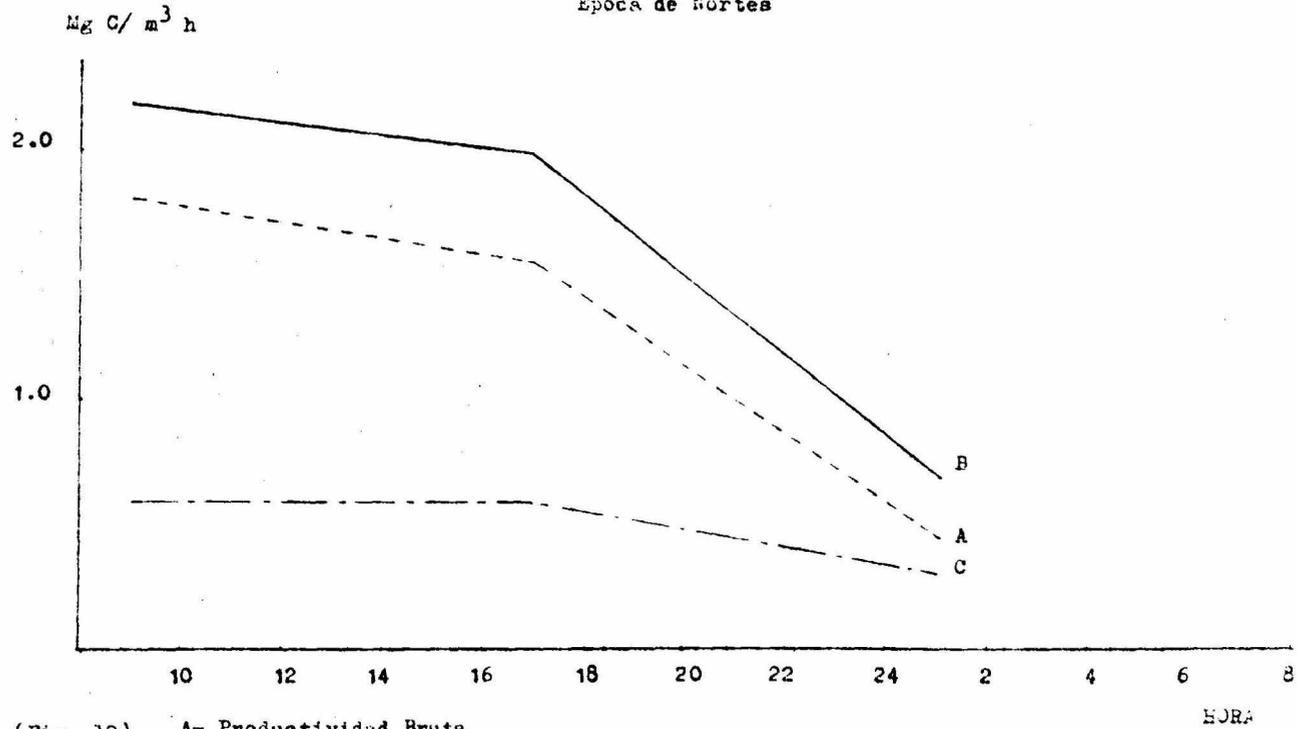
Gráfica de la Productividad Primaria - Tiempo
Epoca de Lluvias



(Fig. 18)

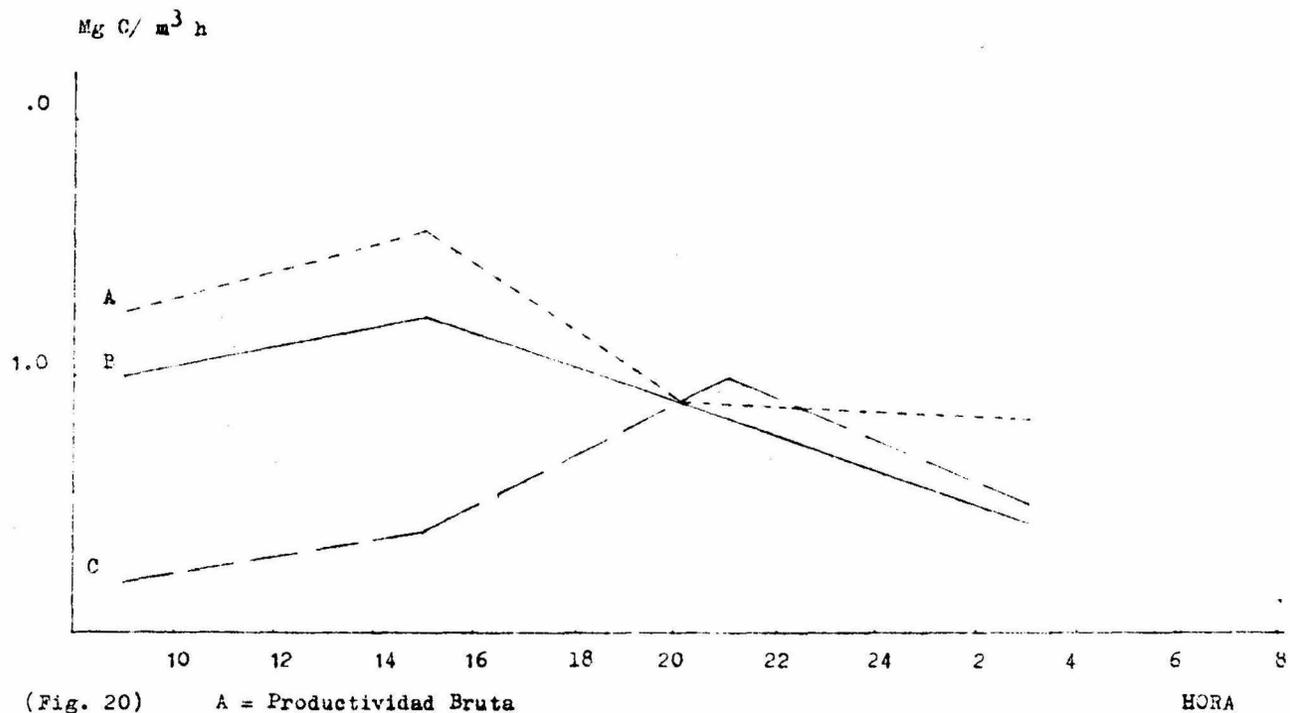
A = Epoca de lluvias (Productividad Bruta)
B = Productividad Neta
C = Respiración

Gráfica de Productividad Primaria - Tiempo
Epoca de Nortes



(Fig. 19) A= Productividad Bruta
B= Productividad Neta
C= Respiración

Gráfica de Productividad Primaria - Tiempo
Epoca de Secas



En la Fé el espíritu descanza,
en la razón vive ;
en el amor goza ;
Sólo en el dolor adquiere conciencia.

Giovani Papini.

APENDICE

Medio de Cultivo para Bacterias Sulfoxidadoras, según Castellvi, J. 1981.

(NH ₄) ₂ SO ₄	0.1 g
K ₂ H PO ₄	4.0 g
K H ₂ PO ₄	4.0 g
Mg SO ₄	0.1 g
Ca Cl ₂	0.1 g
Fe Cl ₃ . 6 H ₂ O	0.02 g
Mn SO ₄ . 4 H ₂ O	0.02 g
Na ₂ S ₂ O ₃ . 5 H ₂ O	10.0 g
Cl Na	30.0 g

Agua destilada 1000 ml

pH = 7.0

Medio usado para el aislamiento y cultivo de Bacterias Sulfatorreductoras según Postgate, 1967.

K ₂ H PO ₄	0.1 g
NH ₄ Cl	0.2 g
Na ₂ SO ₄	0.2 g
Ca Cl ₂ . 6 H ₂ O	0.2 g
Mg Cl ₂ . 6 H ₂ O	0.4 g
Lactato de Sodio	0.7 g
Extracto de Levadura .	0.2 g
Agar nutritivo	3.0 g
Sal de mar	4.0 g

Agua destilada 200 ml

pH = 7.0

Medio Mineral (Agua de Mar Sintetica) de acuerdo con el mé
todo Lyman y Fleming, 1940.

Na F	0.15 g
Sr Cl ₂	1.20 g
H ₃ BO ₃	1.30 g
KH ₂ PO ₄	4.50 g
K Br	4.80 g
Na H CO ₃	9.60 g
KCl	33.0 g
NH ₄ NO ₃	36.0 g
CaCl ₂ . 2 H ₂ O	30.0 g
Mg Cl ₂ . 6 H ₂ O	248.0 g
Na Cl	1.78 k
Na SO ₄	195.0 g

Preparación

- En un botellon de 20 lt agregar 3 litros de agua destilada como soporte.
- Disolver en el orden señalado en la misma cantidad de agua y añadirlos al botellon . No se altere el orden.
- Cuando se agrega el Ca Cl₂ . 2 H₂O se produce un precipitado lechoso, no se preocupe, continúe añadiendo las sales que faltan. Completar el volumen a 20 litros.

Preparación del Iodo al 0.04 N.

Se pesa 5.54 gr de I₂ y 20 gr de KI y, se ponen en un matraz con poca agua para que se disuelva y se afora a 1 litro.

Disolución de KIO_3 0.01 N.

Secar una pequeña cantidad de KIO_3 a 105°C por una hora, enfríe y pese exactamente 3.56 g. Disuelva la sal en 200 ml de agua destilada calentando suavemente. Frio, transfíeralo a un matraz aforado de 1000 ml y llénelo hasta la marca. La solución es estable indefinidamente.

Disolución de Almidón

Disolver 2 gr. de almidón soluble en 300 ml de agua destilada ; Agregar una disolución de hidróxido de sodio al 20 % agitando enérgicamente hasta que la solución quede clara (puede quedar ligeramente opalescente), dejar reposando durante dos horas. Agregar ácido clorhídrico hasta que la solución tenga una reacción ácida con el papel tornasol, agregar 2 ml de ácido acético glacial y diluir a un litro.

Solución de I_2 0.025 M.

Disolver 20 gr. de KI en 50 ml de agua destilada y añadir 3.17 gr. de I_2 . Una vez disuelto el Iodo aforar a un litro.

Solución de Cd Cl_2 al 2 %.

Disuelva 2 gr. de Cd Cl_2 en 90 ml de agua destilada y aforar a 100 ml.

Disolución de Tiosulfato al 0.1 N.

Disuelva 145 gr. de tiosulfato de sodio ($\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_3 \cdot 5\text{H}_2\text{O}$) y 0.1 de Carbonato de sodio Na_2CO_3 en 1 litro de agua. Añadir una gota de bisulfito de carbono por un litro como conservador.

Disolución de Sulfato Manganoso

Disolver 480 gr. de Sulfato Manganoso ($Mn SO_4 \cdot 4 H_2O$) en agua destilada y llevar a un volumen final de un litro. Guardar en frasco de plástico.

Disolución de Yoduro Alkalino

Disolver 500 gr de Hidroxido de Sodio en 500 ml de agua -- destilada. Disolver 300 gr de yoduro de potasio en 450 ml de agua destilada y mezclar las dos soluciones. Guardar en un frasco obscuro.

Disolución Estandar de Tiosulfato de Sodio (0.01 N)

Disolver 2.9 gr de tiosulfato de sodio y 0.1 gr de carbonato de sodio en un litro de agua destilada. Agregar una gota de bisulfuro de carbono por un litro como conservador. Guardar en un frasco obscuro a temperatura menor de 25 °C.

Disolución 1 N de Dicromato de Potasio

Disolver 49.4 gr de dicromato de potasio en agua destilada y diluir a un litro.

Disolución 0.5 N de Sulfato Ferroso

Disolver 139 gr de sulfato ferroso ($Fe SO_4 \cdot 7 H_2O$) en agua acidulada con 15 ml de ácido sulfúrico concentrado y aforar a un litro.

Indicador Difenil-amina

Disolver 0.5 gr de Difenil-amina en 20 ml de agua destilada y 100 ml de ácido Sulfúrico concentrado.

Bibliografía

- AYALA-CASTAÑARES, A., 1963. Sistemática y distribución de los foraminíferos recientes de la Laguna de Términos, Campeche, - México, Bol. Inst. Geol. Méx. (67) : 1-130.
- CAPPENBERG, TH. E. 1974. Interrelations between sulfate-reducing and methane-producing bacteria in bottom of a fresh water lake. II. Inhibition experiments. *Antonie Van Leeuwenhoek*. 40: 297-306.
- CASTELLVI, J. 1981. Aspectos Microbiológicos del Estudio Oceanográfico de la Plataforma Continental. I. Planteamiento General. *Inv. Pesq.* 45: 345-357.
- CASTELLVI, J. 1981. Aspectos Microbiológicos del Estudio Oceanográfico de la Plataforma Continental. III. Demanda Biológica de Oxígeno y amonificación. *Inv. pesq.* 45 (2 : 415-432.
- CASTELLVI, J. 1981. Aspecto Microbiológicos del Estudio Oceanográfico de la Plataforma Continental. IV. Ciclo del Azufre. *Inv. pesq.* 45 (2) 391-413.
- DEEVEY, Jr., and EDWARD, S. 1970. Mineral Cycles. *Sci. Amer.* 223 (3) : 148-158.
- GAUDETTE, E. H., and FLIGHT, R. WILSON. An inexpensive titration Method for the determination of organic carbon in recent sediment. *Journal of Sedimentary Petrology*, Vol. 44, No. 1, -- pag. 249-253. 1974.

- GOLTERMAN, H.L. 1971. Methods for Chemical analysis of fresh water. I B P Handbook 8. Blackwell.
- STRICKLAND, J.D.H. and T.R. PARSONS. A Practical Handbook of sea water Analysis. Fisheries Research Board of Canada, Ottawa, 1972.
- JØRGENSEN, B. B., HANSEN, H. M., and INGUORSEN, K. 1978. Mechanisms of Hydrogen Sulfide Release from coastal Marine Sediments to the Atmosphere. Limnology and Oceanography. 23: 68-76.
- JØRGENSEN, B. B., 1977. The Sulfur Cycle of a Coastal Marine Sediments (Limfjorden, Denmark). Limnology and Oceanography 22: 814-832.
- JØRGENSEN, B. B., KUENEN, G.J., COHEN, Y. 1979. Microbial Transformations of Sulfur Compounds in a Stratified lake - (Solar lake Sinai). Limnology and Oceanography. 24:799-822.
- KELLOGG, W.W., CADLE., et al. 1972. The Cycle Sulfur. Science. 175. 587-596.
- LYMAN, J. and K.H. FLEMING, 1940. Composition of sea water Journal of Marine Research 3: 134-136.
- MAH, B. A. et al. 1977. Biogenesis of the sediment. Ann. Rev. Microbiol. 28: 231-254.
- MAH, B. A. et al. 1970. Biogenesis of Methane. Ann. Rev. Microbial. 31: 309-341.

- ROSALES HOZ, L. 1979. Manual de Laboratorio de Oceanografía Química. U.N.A.M. Centro de Ciencias del Mar y Limnología . Tesis Maestria.
- SEGURA R.L., y WONG-CHANG I. 1980. Foraminiferos Recientes de Estero Pargo, Laguna de Términos, Campeche, México. An. Centro Cienc. del Mar y Limnol. Univ. Nal. Autón. México 7 (1): 1-14 .
- TAKAHASHI, M. and ICHIMURA, S. 1968. Vertical Distribution and organimatter Matter Production of Photosynthetic Sulphur Bacteria in Japanese Lakes. Limnol. Oceanography. 13: 644-655.
- TAMAYO, J.L. 1962. Geografía General de México. Instituto Mexicano de Investigaciones Economicas. 1-5.
- YAÑES C.A. 1963. Batimetría, Salinidad, Temperatura y Distribución de los Sedimentos Recientes de la Laguna de Términos, Campeche, Méx. Bol. Inst. Geol. Méx., (67): 1-47.
- ZAZUR MENEZ, A. 1961. Estudio Biológico Preliminar de la Laguna de Términos, Campeche. Tesis Profesional. Fac. Cienc. Univ. Nal. Autón. México. pag. 69.

- MANDELLI, F.E. y A. V. BOTELLO, 1975. A Study of variables related to the water quality of Términos Lagoon and Adjacent Coastal Areas, Campeche, México. Inf. Centro cienc. del Mar y Limnología. U.N.A.M. 1-93 (Mimeografiado).
- NEDWELL, B. D., and ABRAM, W. J. 1978. Bacterial Sulphate - Reduction in relation to Sulphur Geochemistry in two contrasting Areas of Saltmarsh Sediment. Estuarine and Coastal Marine Science. 61: 341-352.
- ODUM, WILLIAM E. and ERIC J. HEALD. 1972. Trophic Analysis of an Estuarine Mangrove Community. Bull. Marine Science. 22: (3), 671-738.
- ORTEGA ROMERO, P. 1983. Estudio de la ocurrencia y Diagenesis Reciente de Minerales de Azufre en la Laguna Costera Tropical. Tesis Maestria. Centro. Cienc. del Mar y Limnología . U.N.A.M.
- OREMLAND, R. S. and B.F. TAYLOR. 1978. Sulphate Reducción - and Methanogenesis in Marine Sediment. Geochimica et Cosmochimica Acta. 42, 209-214.
- POSTGEPE, J. R. 1967. Media for Sulphur Bacteria. Lab. Pract. 15: 1239-1264.
- REDFIELD, ALFRED C. 1958. The Biological Control of Chemical Factors in the Environment. American. Science. 46: 205-221.