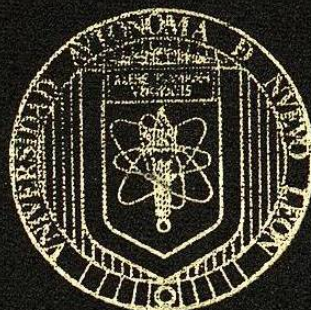


**UNIVERSIDAD AUTONOMA DE NUEVO LEON**

**FACULTAD DE INGENIERIA CIVIL  
DIVISION DE ESTUDIOS DE POSTGRADO**



**EXTRACCION DE COAGULANTES NATURALES DEL  
NOPAL Y APLICACION EN LA CLARIFICACION  
DE AGUAS SUPERFICIALES**

**T E S I S**

**QUE EN OPCION AL GRADO DE  
MAESTRO EN CIENCIAS CON ESPECIALIDAD  
EN INGENIERIA AMBIENTAL**

**PRESENTA:**

**Q.I. OSVALDO VAZQUEZ GONZALEZ**

**MONTERREY, NUEVO LEON**

**MAYO DE 1994**

TM

Z6834

.C5

FIC

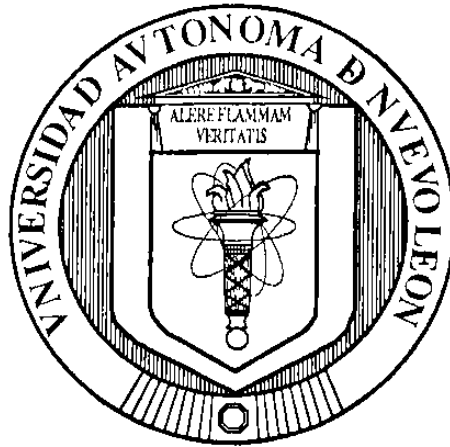
1994

V3



1020091188

**UNIVERSIDAD AUTONOMA DE NUEVO LEON  
FACULTAD DE INGENIERIA CIVIL  
DIVISION DE ESTUDIOS DE POSTGRADO**



**EXTRACCION DE COAGULANTES NATURALES DEL NOPAL  
Y APLICACION EN LA CLARIFICACION DE AGUAS SUPERFICIALES**

**T E S I S**

**QUE EN OPCION AL GRADO DE**

**MAESTRO EN CIENCIAS CON ESPECIALIDAD EN  
INGENIERIA AMBIENTAL**

**P R E S E N T A**

**Q.I. OSVALDO VAZQUEZ GONZALEZ**

**MONTERREY, NUEVO LEON.**

**MAYO DE 1994**

T11  
ZL2=1  
-  
T1  
1994  
V2

...

62796

## AGRADECIMIENTOS

Al **Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología** por el apoyo económico otorgado para la realización de estos estudios

Al Dr. Alejandro Ramírez Alcázar, catedrático de la división de estudios de postgrado **FIC-UANL** por su asesoramiento en el desarrollo de éste trabajo.

Al MC. Jorge Verduzco Martínez, catedrático de la **Facultad de Ciencias Biológicas-UANL**, por su amistad y asesoría incondicional para la realización de este estudio.

Al MC. Moises Merlo Cortina, catedrático del Depto. de Ingeniería y Tecnología de la **Universidad Autónoma de Tlaxcala**, por su apoyo brindado.

Al Dr. Norberto Farfán, investigador del **CINVESTAV (IPN)** por la autorización para realizar pruebas en IR y RMN .

Al Ing. Oziel Chapa Martínez, secretario de estudios de posgrado **FIC-UANL** por el apoyo brindado durante la estancia en esta institución .

Al ing. Guillermo Gutiérrez por permitir el acceso para muestreo en la planta de tratamiento de agua residual doméstica " **Agua industrial del poniente** ", ubicada en Sta. Catarina, N.L.

Al Director General de la empresa **MICROACEROS S.A DE C.V** por su apoyo para la realización de estos estudios .

A la MSP. Graciela García Díaz catedrático de la **Facultad de Ciencias Biológicas-UANL**, por su amistad y acceso al laboratorio de Química Analítica .

A la QBP. Adriana Nuñez González, por su colaboración para la determinación de metales pesados por Absorción Atómica, realizados en el laboratorio de química analítica de la **F.C.B-UANL**.

A mis compañeros y amigos: Biol. Clarita Olvera Carranza, Biol. Martha E. Hernández Saldaña, I.Q Magdalena del Angel de Santacruz, QFB. Luis G. Treviño Quintanilla, Ing. Elias Vázquez Godina, Biol. Porfirio Cortéz Díaz, Biol. Juan Carlos Montoya Sánchez, QFB. Jesús Escobar González, por su colaboración.

Al Ing. Carlos González y al Lic. Felipe Montealegre por su participación.

A la familia Hernández Alcalá por su amistad y apoyo durante mi estancia en el Estado de Nuevo León.

A los compañeros y amigos de la Maestría en Ingeniería Ambiental y Salud Pública y a todos los que participaron de manera desinteresada durante la realización de este trabajo.

A mis maestros.....

Dr. Alejandro Ramírez Alcázar  
Dr. Febronio E. Chavarria Fernández  
M.C. Horacio González Santos  
Ing. Oziel Chapa Martínez  
Ing. Benito Muñoz Hernández  
Lic. Ricardo Pedraza García  
L.Q.I. Martha L. Herrejon Figueroa  
Q B.P. Nelly Santos García

por sus experiencias  
y conocimientos  
transmitidos.

## **DEDICATORIA**

A quien ha estado conmigo en todo momento,  
brindado apoyo y cariño y enseñado que  
todos los días son de superación ....

**A MI MADRE :**

**SRA. EMMA GONZALEZ REYES**

A mis hermanos quienes han demostrado que  
nada es fácil pero tampoco imposible y que a  
base de lucha y esfuerzo han creado fuentes  
de empleo y una buena base familiar .

**ALFREDO, ARMANDO  
ARIEL, ARISTOTELES Y ZEUS.**

Con cariño y admiración por ese espíritu  
de lucha constante, a mi hermana :

**DIAMAR**



A mis sobrinos

**EMAR SURASUADI**

**YUMI**

**ARAEI**

A un gran amigo, quien en todo momento me  
brindo su apoyo y juntos iniciamos nuevos  
objetivos:

**Q.I ARIEL SANTACRUZ AGUILAR**

Con cariño y respeto a la Señora:

**OFELIA HERNANDEZ DE ALCALA**

ESTE TRABAJO SE PRESENTO EN EL IX CONGRESO DE LA SMISA Y I  
CONGRESO INTERNACIONAL DE LA AIDIS DE NORTEAMERICA Y DEL  
CARIBE ,CELEBRADO EN LA CIUDAD DE MEXICO D.F ;OCTUBRE DE 1993.

## CONTENIDO

	Página
Resumen	1
Introducción	3
Hipótesis	5
Objetivos	5
<b>I Consideraciones teóricas</b>	<b>6</b>
1.0 Fitogeografía del nopal.	7
1.1 Ecología del nopal en México	8
1.2 Componentes químicos de las cactáceas	10
2.0 Precipitación química	20
2.1 Coagulación-floculación	22
2.2 Modelo fisicoquímico de la coagulación	23
2.3 Productos químicos coagulantes convencionales	26
2.4 Coadyuvantes coagulantes naturales	28
<b>II Parte experimental</b>	<b>32</b>
3.0 Localización geográfica de la colecta del nopal	33
4.0 Material y equipo	37
5.0 Procedimiento	39
5.1 Extracción	39
5.2 Identificación fisicoquímica	39
5.3 Aplicación de coagulantes y coadyuvantes.	43

<b>III</b>	<b>Resultados y discusiones</b>	<b>46</b>
<b>IV</b>	<b>Conclusiones y recomendaciones</b>	<b>56</b>
<b>V</b>	<b>Bibliografía</b>	<b>58</b>
<b>VI</b>	<b>Apéndice</b>	<b>62</b>

## APENDICES

### APENDICE A

Modelo físico de la doble capa  
Potencial  $Z$

Figura No 1  
Figura No 2

### APENDICE B

Distribución de zonas áridas  
Distribución de zonas semiáridas  
Localización geográfica de la zona de colecta del nopal  
Climas de zona de colecta  
Fotografías de las 3 especies colectadas y proceso de extracción.

Mapa No 1  
Mapa No 2  
Mapa No 3  
Mapa No 4

### APENDICE C

Resultados de espectros IR  
Curvas patrón y resultados de pruebas de polisacáridos y proteínas

### APENDICE D

Resultados de pruebas de jarras  
- Muestra sintética con color  
- Muestra de agua residual doméstica  
- Curvas de calibración y características especiales de equipo de absorción atómica .

## RESUMEN

En este trabajo se utilizó coagulante natural aplicandolo a muestras de agua con color y con metales pesados (estas preparadas sintéticamente), además de agua residual doméstica.

La **extracción del coagulante** se realizó de tres especies de *Opuntia* (nopal) la cual se hizo utilizando acetona como solvente, lograndose así un rendimiento entre 2.5 y 7.0 % en base húmeda.

Las **pruebas fisico-químicas** de estos coagulantes indicaron la presencia de material orgánico y un alto contenido de materia inorgánica (sales), las cuales tienen una buena función en el proceso de coagulación-floculación.

Los resultados que se obtuvieron en la aplicación como coagulante y coadyuvante se reflejaron en la formación de flocs, dando a éstos formación casi inmediata y con buenas características (en tamaño principalmente), aún cuando en la sedimentación se presentaron algunas variaciones, las cuales se logran confirmar con las pruebas fisicoquímicas realizadas al sobrenadante, estas para las muestras con color y de agua residual doméstica

En la **muestra sintética con color** se obtuvieron resultados de remoción de grupos orgánicos de 200 unidades iniciales a 40 finales en la escala Pt-Co con la aplicación de alumbre, en lo que se refiere a SST existe una remoción de 40 % .

En las muestras en que se aplicó alumbre y coagulante natural se obtuvo una remoción de color de 200 a 35 unidades, lo que representó un 82.5 %.

En sólidos suspendidos totales (SST) la remoción fue de 40 % para las dos especies utilizadas como coadyuvantes y para la muestra en la que se aplicó sulfato de aluminio único.

Para sólidos totales (ST) la remoción fue de 15.2 % para la muestra en la que aplicó sulfato de aluminio; en las muestras en las que se aplicó coadyuvante se logró para *O.lindheimeri* un 12.5 % y 8.0 % para *O.imbricata*.

En las pruebas para **agua residual doméstica** al aplicar  $Al_2(SO_4)_3$  se obtuvo una remoción de turbiedad iniciando con 150 mg/l y finalizando con 12 mg/l, lo que representó un 92% removido y en relación a los sólidos suspendidos totales (SST) se logró una

remoción de 95.6 % y en la prueba de DQO se obtuvo un 50 % de disminución.

En las muestras en las que se aplicó alumbre-coagulante natural la remoción de turbiedad fué de 97.3 % iniciando con 150 mg/l iniciales y finalizando con 4 mg/l .En la prueba de SST los resultados fueron de un 95.6 % de remoción para las dos especies aplicadas, en DQO se obtuvo una disminución de 40.7% con *O.lindheimeri* y 68.78 % con *O.imbricata* demostrando con esta última especie una mayor calidad de remoción .

Aplicando coagulante natural solo,la remoción de turbiedad resultó en 58% habiendo iniciado con 150 mg/l y finalizando con 63 mg/l tanto para *O.lindheimeri* como para *O.imbricata* .En lo que respecta a la disminución de SST al utilizar *O.lindheimeri* ,se obtuvo un 33.4% y en DQO un 37.5% ;en contraparte al utilizar *O.imbricata* en las pruebas de SST se obtuvo un 11.2% y DQO de 22.0% de remoción.

En la remoción de **metales pesados** se obtuvieron los siguientes resultados a pH de 6.5 (en forma de iones), para el plomo se logró una remoción de 83 % para el fierro de 80 % y para el zinc de 15 %. Con las pruebas a pH de 8.5(en forma de hidroxidos) se obtuvieron remosiones para el plomo de 78 % para el fierro de 86 % y para cinc de 50 %.

## INTRODUCCION

Las cactáceas constituyen una de las familias botánicas más abundantes en México con una gran cantidad de géneros y especies, una extraordinaria variabilidad morfológica y de adaptación a los distintos tipos de vegetación y medios ecológicos.

Desde tiempos remotos las cactáceas han sido importantes y han estado ligadas a una gran cantidad de culturas y pueblos americanos, desde la época prehispánica y hasta nuestros días, en muchas partes del mundo se hace uso de estas de muy distintas maneras, algunas son alimenticias, otras forrajeras y otras son importantes por sus propiedades medicinales.

Otros de los usos y aplicaciones que se le ha dado es en la clarificación de agua (en México y en la sierra del Perú) utilizando la savia mucilaginosa de pencas y tallos obtenidas de ciertas especies de cactáceas.

Es interesante mencionar que los polielectrólitos naturales se han utilizado por muchos siglos en los países en desarrollo para clarificar agua, tal es el caso de la India donde hace más de 4000 años se utilizaban las semillas del árbol de nirmali (*Strychnos potatorum*) para la clarificación de aguas turbias. Jhan (1979) describe que en varios países de Africa (Chad, Nigeria, Sudán y Túnez) los aldeanos añaden al agua para beber, plantas nativas para reducir la turbiedad o los olores y sabores desagradables.

Los británicos fueron de los primeros en utilizar polielectrólitos naturales como coadyuvantes coagulantes. Tal es el caso de alginato de sodio, un polímero natural extraído de algas pardas. Otros polímeros naturales que se han utilizado exitosamente en Inglaterra son la hidroxietilcelulosa (HEC) y el "wisprofloc" derivado de almidón de papa.

Los polímeros naturales son aquellos que se producen debido a las reacciones bioquímicas naturales de animales y plantas. Estos polímeros son complejos en su composición química, están constituidos principalmente por varios tipos de polisacáridos y proteínas. Algunos de ellos tienen propiedades coagulantes o floculantes y en muchos lugares son usados en forma empírica por los nativos para aclarar el agua turbia con resultados satisfactorios.

Tomando en cuenta que los procesos de tratamiento actuales de agua, la coagulación-floculación determina en gran parte la mayor o menor eficiencia total. En este proceso la utilización de polímeros naturales resulta ser muy atractiva por su menor costo en comparación con los sintéticos.



A el género *Opuntia* corresponden plantas con cualidades como son: amplia distribución en México, poca exigencia para su desarrollo y fácil adaptación a terrenos por lo que como recurso natural resultan ideales para realizar estudios de investigación por ejemplo en el tratamiento de aguas. Tal es el caso del nopal el cual reúne todas estas características, además de que es el cultivo más extendido en las zonas áridas del país.

El nopal en general posee en su composición química del 60 al 95 % de agua, 11.5 % de azúcares, 1.55 % de proteínas, 3.12 % de pectinas, 0.16 % de lípidos. Su consistencia gomosa se debe además de estos polisacáridos a la presencia de triterpenos glucósidos y galactosa.

Tomando en cuenta que nuestro coagulante natural extraído del nopal está compuesto por un porcentaje considerable de polisacáridos es conveniente mencionar algunas de sus propiedades:

- Capacidad muy alta para formar geles, debido a su compleja estructura molecular y a su gran capacidad de hidratación (hasta un 80% de incremento en peso).
- Alta capacidad complejante que es la responsable de la retención de los iones metálicos.
- Gran capacidad biodegradable, a diferencia de muchos compuestos coagulantes sintéticos
- Mínima toxicidad en polímeros naturales por lo que se les usa en muchos casos como alimentos o aditivos en diversos productos.

En base a estas características surge la inquietud de continuar la investigación sobre esta familia botánica considerada una de las más abundantes en México.

## HIPOTESIS

**El extracto de nopal de las especies colectadas puede ser útil en el proceso de clarificación de agua así como en la remoción de metales pesados .**

## OBJETIVOS

### **Objetivo General:**

Lograr la clarificación de aguas superficiales y la remoción de metales pesados en muestras sintéticas y de agua residual doméstica con coagulante natural extraído de diversas especies de *Opuntia* (nopal).

### **Objetivos Específicos:**

Realizar la extracción de coagulantes de tres especies de *Opuntia* del municipio de Mina N.L., así como un estudio donde se ensaye la capacidad de clarificación de los coagulantes obtenidos.

Efectuar la identificación química de los coagulantes con técnicas espectroscópicas (IR, RMN).

Determinación de los valores de capacidad de intercambio catiónico, capacidad de complejación y coeficiente de selectividad frente a diversos metales pesados.

# **I CONSIDERACIONES TEORICAS**

## 1.0 FITOGEOGRAFIA DEL NOPAL.

El "Nopal" es el nombre común que reciben algunas de las cactáceas del género *Opuntia* (10). El género *Opuntia* se encuentra distribuido desde la provincia de Alberta en Canadá, hasta la Patagonia en Argentina; se encuentra principalmente en las zonas desérticas del Sur de Estados Unidos, de México y de América del sur. En la Altiplanicie Mexicana, este género crece en suelos pedregosos sujetos a temperaturas extremas y sequías prolongadas.

En México, según Rzedowski (1959)(3), las zonas áridas y semiáridas abarcan del 50 al 70 % de su territorio. Las plantas ubicadas en esas zonas están sujetas a fuertes presiones del medio, por ejemplo, temperatura, luz solar intensa, precipitaciones pluviales fluctuantes en ocasiones intensas y otras escasas. La acción de este conjunto de factores ambientales determina la formación de modificaciones morfofisiológicas que permiten la adaptación de las cactáceas al xerofitismo que se encuentran en su máxima expresión en el género *Opuntia*.

Las cactáceas encuentran su nicho ecológico en las diferentes composiciones florísticas de matorrales xerófitos.

La parte central de Zacatecas y algunas zonas adyacentes de Durango, Aguascalientes, Jalisco, Guanajuato y San Luis Potosí y otras regiones del noreste de México presentan como cubierta vegetal un matorral de *Opuntia*. Esta comunidad vegetal se desarrolla preferentemente sobre suelos someros en laderas de cerros de naturaleza volcánica, aunque también desciende a suelos pluviales contiguos con precipitaciones de 300 a 600 mm y temperaturas de 16 a 22°C.

De las nopaleras, Velázquez (11) menciona dos grandes zonas de acuerdo a su uso:

- a) Zona Norte: Coahuila, Nuevo León y Tamaulipas, donde el nopal se emplea como forraje en épocas de secas.
- b) Zona Centro : San Luis Potosí y Zacatecas, con especies para producción de tuna y verdura primordialmente y forraje.

También Marroquín y colaboradores (1964) distinguen tres zonas nopaleras las regiones centro y norte de la República Mexicana que son:

- a) Zona nopalera: Comprende a Zacatecas e incluye partes territoriales de Aguascalientes, Jalisco, Durango y Guanajuato.
- b) Zona nopalera del Noreste: Norte de Tamaulipas y Noreste de Nuevo León.
- c) Zona nopalera difusa: Esta zona incluye sólo las partes calizas de Sn. Luis Potosí.

Zacatecas, Nuevo León, Coahuila y partes áridas de Durango y Chihuahua.

Esta distribución por zonas se realiza con base en la abundancia de nopal y su incidencia natural. Las especies características son: *O. strepacantha*, *O. leucotricha*, *O. cantabrigiensis*, *O. lindheimeri* y *O. imbricata*.

*O. lindheimeri* llega a tener densidades hasta de 1000 individuos por hectárea, como en Nuevo Laredo, y en los municipios de General Terán, de Salinas y otros, en Tamaulipas y en los estados de Guerrero e Hidalgo.

### 1.1 ECOLOGIA DEL NOPAL EN MEXICO.

Considerando que casi el 60 % de la República Mexicana es zona árida y su problema principal es el agua, en este caso los cultivos adquieren gran importancia, ya que con el grado de aridez, el costo del agua es proporcional(11).

Todas las plantas en su medio natural están en cierto equilibrio con su ambiente que les permite mantenerse en el ecosistema de manera funcional mediante el desarrollo de características y mecanismos que le permiten soportar factores muy adversos.

Por lo cual han desarrollado diversas formas de vida, por ejemplo, mecanismos de resistencia a la reducción de su ciclo de vida, a las breves temporadas de lluvia y desarrollo de mecanismos morfológicos específicos como la reducción de áreas de superficie de evaporación y radiación esta capacidad de resistencia a las sequías se debe principalmente a su alto potencial hídrico en sus tejidos originado a través de acumulación de solutos e incremento en la capacidad para reducir sus áreas de exposición, con lo que se enfrentan a la desecación por medio de resistencia protoplasmática y de ésta manera, se mantienen turgentes.

El nopal es un ejemplo de los vegetales que toleran sequías a través de un alto potencial hídrico.

Algunos autores(11) mencionan temperaturas características de desarrollo del nopal, por ejemplo:

Blanco (1966) indica que el nopal se desarrolla entre temperaturas de 11.2°C y 27.1°C, altitudes de 0 a 2675 metros al nivel del mar y precipitaciones desde 116.7 mm hasta 1805 mm.

Otros informes difieren ligeramente respecto de los datos anteriores pues afirman que las temperaturas óptimas de desarrollo del nopal son de 18 a 25 °C; además se

menciona que algunas especies pueden soportar temperaturas bajas durante periodos cortos, con precipitaciones de 125 mm en verano.

Los suelos donde el nopal se desarrolla mejor son los arenosos calcáreos sueltos, poco profundos y de preferencia con pH alcalino; así mismo, se establece en terrenos pedregosos donde se planta de manera desordenada. En general, para el óptimo desarrollo de las nopaleras son convenientes los suelos de textura arenosa y arena arcillosa, siempre que sea calcárea y con alto contenido de sales, pero se puede encontrar en terrenos tepetatosos y muy someros; por el contrario su desarrollo es pobre en suelos compactos y húmedos.

El tipo de suelo parece tener alguna influencia, no solo en el desarrollo de las plantas, si no también en la variación de los colores de las flores. Es posible que el color se deba al medio donde crece una misma especie ya que hay ciertos pigmentos de coloración rojiza en un medio alcalino y azul en un medio ácido; ciertos cambios de color también se relacionan con el potencial de óxido-reducción de las sales del suelo.

De acuerdo con los aspectos ya mencionados sobre la adaptabilidad del nopal en las zonas áridas y su tolerancia a sequias por medio de un alto potencial hídrico, a continuación se mencionan sus modificaciones para contrarrestar los efectos de aridez:

1.- Cambios morfológicos que permiten reducir la superficie de evaporación, por ejemplo, las formas especiales para tallos y reducción o ausencia de hojas.

2.- Cambios que impiden la evaporación del agua en los tejidos mediante el aumento en espesor de la cutícula y la membrana celulósica de las células epidérmicas; la formación de capas serosas, estomas hundidas y excrecencias pilosas.

3.- Modificaciones que favorecen la retención del agua, como la elaboración de mucilagos y otros productos higroscópicos, así como la diferenciación en la raíz.

4.- Cambios que permiten aumentar o reducir el volumen en relación con la absorción periódica del agua, así como la formación en la raíz de un sistema especial de absorción en la época de lluvias.

El suelo puede tener cierto efecto en estas modificaciones, ya que en algunos estudios se ha observado que las raíces se adaptan a las condiciones del sustrato, cuando el suelo es poco profundo, el desarrollo del sistema radical de los nopales es extenso, denso y superficial. (11,3).

## 1.2 COMPONENTES QUIMICOS DE LAS CACTACEAS

Las cactáceas al igual que todas las plantas superiores presentan un complicado proceso metabólico que da origen a la formación de muy diversos compuestos orgánicos. Para iniciar este proceso se requiere de agua, bióxido de carbono, oxígeno y otras sustancias minerales.

A continuación se describen

### HUMEDAD.

El agua constituye el principal componente químico de las cactáceas. Su contenido varía mucho entre los diversos géneros y en cada especie cambia en relación a la humedad del suelo y a la disponibilidad del agua en éste. Horn (1914) consigna los resultados de los análisis de humedad de un mismo nopal hechos en la estación seca, encontrando valores de 79.32 a 92.75 %.

Fernández Landero (1949), en su estudio químico de seis especies de nopales del valle de México, encontró que el contenido de humedad variaba de 79 a 94 % en los ejemplares frescos colectados en tiempos de lluvia, lo que se le atribuye a las condiciones de terreno donde fueron colectados (3)

### SALES MINERALES

La composición mineral de las cenizas de las cactáceas es muy variable no tan solo entre las distintas especies, sino que también dentro de una misma, ya que depende, en parte de la composición química del suelo y de los complicados fenómenos de la disponibilidad de ellos para la planta relacionados con la acidez, salinidad, conductividad, grado de disociación o ionización, humedad y textura de los suelos.

En las cactáceas, las plantas mejor estudiadas desde el punto de vista del análisis de sus cenizas, son los nopales y esto se debe a su posible uso como alimento.

Los componentes principales de las cenizas son calcio y potasio, encontrándose también algo de magnesio, sílice, sodio y pequeñas cantidades de fierro, aluminio y manganeso, predominando en forma de carbonatos, aunque también se encuentran como cloruros, sulfatos y pequeñas cantidades de fosfatos.

## CARBOHIDRATOS

En 1921 Fowler (3) y colaboradores realizaron estudios y fermentación en algunas variedades de nopales de la India y llegaron a la conclusión de que éstas no contenían suficientes compuestos fermentables para competir con otros materiales económicos como fuentes de etanol, así mismo, Bravo (1978) menciona que los carbohidratos, que se encuentran en este tipo de vegetales son monosacáridos, disacáridos y polisacáridos.

## NECTARES

Los néctares son sustancias exudadas por órganos especializados de las cactáceas. Estos líquidos son una mezcla de sacáridos que a veces probablemente contengan ligeras cantidades de aceites esenciales, sobretodo, los producidos en la flor.

## ALMIDON

El almidón constituye la principal reserva nutritiva hidrocarbonada de las plantas superiores. En las cactáceas se le encuentra en raíces, tallos y algunas semillas bajo la forma de diminutos granos cuyo aspecto y dimensiones varían según las diversas especies.

## CELULOSA

La celulosa es el componente principal de la pared celular de los vegetales superiores.

El contenido de celulosa en las cactáceas varía considerablemente entre las diversas especies.

Los resultados de análisis de nopales sobre el contenido de fibra cruda, que es una mezcla de celulosa y lignina, nos dan valores que oscilan entre 11.75 a 37.34% según Fernández Landero (3,11).

## GOMAS

Frecuentemente las cactáceas que sufren algún daño físico, como la perforación del tallo, comienza a exudar gomas. Según Díaz y Brown (3), esta goma puede estar formada por ácido D-galactourónico, y carbohidratos como: L-arabinosa, D-xilosa, D-galacosa y L-ramnosa.



## MUCILAGOS

Los mucílagos son sustancias análogas a las gomas. En contacto con el agua forman unas dispersiones viscosas y poseen una enorme facilidad de embeberla; propiedad de suma importancia en el mecanismo de retención del agua de las cactáceas. Los mucílagos están contenidos dentro de las grandes células vesiculares de los parénquimas.

Fernández Landero (3) encontró en seis muestras de nopales, un contenido de mucílago que fluctúa entre 1.09 a 4.53 %. El análisis del mucílago obtenido de *O. ficus-indica* mostró estar formado por glucosa y arabinosa, principalmente, mientras que los azúcares encontrados en el mucílago de *O. tomentosa* fueron glucosa, arabinosa y galactosa. En ambas muestras de mucílagos las cenizas representaban el 8.8 y el 13.21 % respectivamente, los azúcares totales el 62.92 y el 64.53 % y los pentosanos el 28.9 y el 39.31 %.

## SUSTANCIAS PECTICAS

El ácido péctico, bajo la forma de su sal de calcio, se encuentra en la pared celular.

La consistencia suave de los frutos maduros de las cactáceas se debe a la desintegración del ácido péctico contenido en sus membranas y de otras sustancias pécticas contenidas en el jugo al transformarse en pectinas. Los azúcares pueden oxidarse para formar ácidos, siendo los principales los ácidos urónicos, que cuando están en solución pueden formar ésteres denominados lactonas; una de estas es el ácido ascórbico o vitamina C.

## GLICOSIDOS

Los glicósidos o glucósidos, son compuestos formados por la combinación de un azúcar con una o más sustancias distintas, generalmente residuos metabólicos frecuentemente aromáticos, son muy comunes en las plantas superiores y algunos han sido encontrados en las cactáceas.

Domínguez et al. (1967) aislaron de *Neolloydia texensis* dos glicósidos: uno, androsina, ya conocido en otras plantas y el otro, hasta entonces desconocido, al que denominaron neolloydosina. Este último por hidrólisis, produjo acetovainillona, glucosa, xilosa y primavera.

## ACIDOS ORGANICOS

En el proceso metabólico de las cactáceas se forman diversos ácidos orgánicos. El más abundante en las cactáceas es el ácido oxálico, que se encuentra bajo la forma de su sal de calcio, generalmente en inclusiones octahédricas cuadráticas. El oxalato de calcio, una vez formado ya no se disuelve por lo que se va acumulando en los tallos de las cactáceas hasta llegar a constituir el 85% de las cenizas de ejemplares viejos.

Según Bergstron, (3) en las cactáceas se encuentra libre el ácido cítrico, no así el isocítrico.

## LIPIDOS

Las grasas y aceites son ésteres de ácidos grasos y glicerol. La presencia de varios ácidos grasos ha sido demostrada en las semillas de las cactáceas aún cuando no son muy abundantes en estas plantas, excepto en sus semillas(11).

Earle y Jones determinaron el contenido de aceite en las semillas de 3 especies de cactáceas.

Otros estudios mencionan que Piña (1970) encontró que *O. reptacantha* posee semillas que contienen 11.5 % de grasas y el aceite de tuna tiene un índice de iodo de 122 y un grado de saponificación de 196; su densidad es de 0.917.

Martínez (1959) en un análisis de nopal reporta un contenido de grasas en pencas de las opuntias de 0.11% al 0.3%

## CERAS

Las ceras se encuentran predominantemente como capas protectoras de los tallos y frutos, en las cápsulas de secreción y también dispersas en el protoplasma al igual que los aceites.

En las cactáceas la capa protectora de cera juega un importante papel en el mecanismo de la humedad, esta capa es más abundante en las partes jóvenes de los tallos y en algunas especies, sus tallos adquieren una coloración grisácea debido a la alta concentración de ceras.

## COMPUESTOS DEL GRUPO ISOPRENO.

Un gran número de compuestos químicos encontrados en las plantas pertenecen, estructuralmente, al grupo isopreno (cadenas lineales de 16 carbonos).

## SAPONINAS

Llámesese saponinas a los glucósidos carentes de propiedades cardio vasculares que con el agua producen una sustancia jabonosa; incluyen los triterpenos y esteroides. Las saponinas de mayor importancia industrial son aquellas de las cuales se pueden producir hormonas, tal como sucede con la hecogenina, contenida en el henequén (*Agave sisalana*) o en ciertas especies de *Discorea* que por hidrólisis producen hecogenina y de las cuales derivan la cortisona y otras hormonas adrenales, así como también la testosterona y la progesterona.

La presencia de saponinas en las cactáceas fue mencionada por G. Heyl (1901). En 1946 Djerassi y asociados de la Universidad de Michigan y Herrán Sandoval y asociados (UNAM), hicieron los primeros estudios sobre triterpenos en las cactáceas, de allí en adelante muchos otros fueron descubiertos.

## ACEITES ESENCIALES

En las cactáceas existen pequeñas cantidades de aceites esenciales. A veces están concentrados en las flores donde seguramente juegan un importante papel en la atracción de los agentes polinizadores.

Domínguez et al (1969) aislaron de *Thelocactus bicolor*, un aceite esencial de olor agradable, cuya cromatografía en fase gaseosa mostró estar constituido por más de 20 componentes volátiles .

## RESINAS

Las resinas son también compuestos isoprenales análogos a los aceites esenciales. Existen en las cactáceas en muy pequeñas cantidades.

## COMPUESTOS RELACIONADOS CON LOS AMINOACIDOS AROMATICOS.

La lignina se presenta entre las microfibrillas de ciertas células vegetales y parece ser que desempeña un importante papel en el mecanismo de resistencia a la compresión.

Steclink, Young y Cadwell (1967), hicieron un estudio comparativo de los componentes fenólicos de los tejidos sanos y de los tejidos de cicatrización de sahuaro (*Carnegiea gigantea*) habiendo encontrado que cuando el tejido cortical del tallo es dañado viene una secuencia de cambios morfológicos y químicos. En primer termino aparece un pigmento rojo seguido del ennegrecimiento del tejido dañado expuesto al aire; en segundo lugar viene una diferenciación celular muy rápida, y finalmente hay formación de lignina concomitante con la formación de polifenoles, ceras y otras sustancias.

Estudios anteriores habían demostrado que el tejido de cicatrización contenía 30% de lignina Klason, 14% de sustancias extraíbles con solventes orgánicos y 53% de holocelulosa lo que indicaba un aumento de 50% del contenido de lignina en tejido sano.

## COMPUESTOS FENOLICOS CON DOS ANILLOS AROMATICOS.

Este grupo incluye los flavonoides, los isoflavonoides, las benzalcumparinas y los rotenoides. El kampfrol y la quercetina son flavonoides, encontrados en las cactáceas.

Domínguez et al (1969)(3) obtuvieron pruebas positivas de flavonoides en las siguientes especies: *Ariocarpus retusus*, *Echinocereus merkeri*, *Cephalocereus hoppenstedtii*, *Ferocactus pringlei*, *Echinocactus grandis*.

Los mismos autores mencionan que ya se había informado sobre el aislamiento de tres flavonoides en las cactáceas: cactina, narcisina y retusina; así como un interesante compuesto que dominaron Opuntiol.

## POLIMEROS FENOLICOS

Los taninos son un grupo heterogeneo de compuestos polihidroxifenólicos. El estudio químico preliminar de 31 cactáceas Mexicanas (Domínguez 1969) dio pruebas positiva a taninos en las sig. especies:

*Ariocarpus retusus*, *Cephalocereus hoppenstedtii*, *Coryphantha palmeri*, *Echinocereus pectinatus*, *Epithelantha macromeris*, *Leuchtenbergia principis*, *Lophophora williamsii*, *Opuntia imbricata*

## PIGMENTOS

Los principales pigmentos contenidos en las cactáceas pertenecen a los siguientes grupos: clorofiloides, carotenoides y fenólicos.

### PIGMENTOS CLOROFILOIDES

La clorofila es el principal pigmento de las cactáceas; se encuentra concentrado en el parénquima clorofiliano abajo de la epidermis de los tallos o las hojas cuando éstas existen. No se encuentra libremente disuelto el jugo celular, si no que se halla contenida en los cloroplastos. La clorofila desempeña la importante función de absorber la energía lumínica y transformandola en energía química necesaria para la planta.

Las clorofilas son compuestos porfirínicos de magnesio; existen dos diferentes tipos: la llamada clorofila *A*, cuya fórmula empírica es  $C_{55}H_{72}O_5N_4Mg$  y la clorofila *B* que tiene dos átomos menos de hidrógeno y uno más de oxígeno en su molécula.

### PIGMENTOS CAROTENOIDES

Los carotenoides abarcan dos grupos: Los carotenos y las xantofilas. La carotina o  $\beta$ -caroteno es el principal constituyente carotenoide de las hojas y tallos de las cactáceas, pues se encuentra junto con la clorofila en el cloroplasto. El  $\beta$ -caroteno es importante, además, como precursor de la vitamina A. Las xantofilas son carotenoides oxigenados que derivan estructuralmente de los dos carotenos.

Los pigmentos fenólicos fueron tratados ya en la sección relativa a los fenoles con dos anillos aromáticos. Existe otro grupo de pigmentos que contienen nitrógeno: las flavoproteínas.

En las flores y frutos de las cactáceas, como es característica del orden Centrospermo, existen betacianinas que dan colores rojos y púrpuras, así como betaxantinas que dan los colores amarillo y anaranjado; como copigmentos también existen glicósidos flavonoides.

En las flores de las cactáceas puede haber variación de los colores debido al medio donde crece una misma especie, ya que hay ciertos pigmentos de coloración rojiza en medio alcalino y azulada en medio ácido; ciertos cambios de color están también relacionados con el potencial de óxido-reducción de las sales del suelo.

## LA COLORACION INVERNAL

Muchos de los miembros de la familia cactácea sufre un cambio de coloración en el invierno, en forma semejante al cambio de coloración que sufren las hojas de los árboles y arbustos caducifolios en el otoño. En las cactáceas, conforme se acentua el periodo de sequía, que generalmente coincide con el invierno, se retarda la producción de clorofila y aumentan las cantidades de los pigmentos carotenoides y xantofílicos produciendo la coloración rojiza de los tallos que es muy notable en ciertas especies, este cambio se debe a la baja temperatura.

## COMPUESTOS NITROGENADOS.

Los principales compuestos nitrogenados encontrados en las cactáceas son: aminoácidos, proteínas, bases nitrogenadas, ácidos nucleicos y alcaloides. En la familia de las cactáceas no se han hecho estudios específicos de estos compuestos con excepción de los alcaloides, por lo que lo único que sabemos sobre estas sustancias es lo aplicable en general a vegetales superiores.

Las proteínas constituyen el material viviente de la célula. En cuanto al contenido de proteínas de las cactáceas, se han hecho muchos estudios en los nopales, encaminados a evaluar su valor nutritivo principalmente como forraje para el ganado.

Algunos de los datos sobre el contenido de proteínas son los sig.:

<i>Opuntia ficus-indica</i>	5.25 % base semiseca.
<i>Opuntia ficus-indica</i>	15.48 % base seca.
<i>Opuntia hyptiacantha</i>	11.44 % base seca.
<i>Opuntia tomentosa</i>	15.21 % base seca.
<i>Opuntia magacantha</i>	19.79 % base seca.
<i>Opuntia robusta</i>	23.00 % base seca.

## ALCALOIDES

Este es un grupo de sustancias químicas a las que se les tiene mucho interés por sus propiedades farmacológicas. Estas investigaciones fueron estimuladas primordialmente por buscar el principio alucinógeno del peyote. Actualmente se sabe que muchas cactáceas contiene alcaloides, pues se han hecho pruebas de campo con reactivos especiales en diversas especies y alrededor del 40 % han sido positivos.

La mayor parte de los alcaloides de cactáceas actualmente conocidos pertenecen al grupo químico de las feniletilaminas o de los tetrahidroisoquinolinas, aunque algunas, como la pilocereina muestran estructuras más complejas.

Es importante notar que la dopomina y la tiramina en realidad no son alcaloides propiamente dichos, sino sustancias relacionadas con los aminoácidos; sin embargo están estrechamente relacionadas también con los alcaloides y estudios de biosíntesis de estos dos compuestos se han demostrado que son formas intermedias en la formación de éstos por lo que su presencia en las cactáceas es de sumo interés.

Los trabajos de Djerassi (3) muestran que los alcaloides en las cactáceas no se encuentran distribuidos uniformemente en toda la planta, éstos se encuentran concentrados en la epidermis y en menor cantidad existen en la corteza, mientras que en la médula prácticamente carece de ellos. Algunos autores mencionan que no todos los ejemplares de una misma especie contienen la misma cantidad de alcaloides.

Es interesante hacer notar el hecho de que hasta la fecha no se conoce ningún miembro del género *Opuntia* que contenga alcaloides, excepto hordenina.

## VITAMINAS

Las vitaminas son compuestos orgánicos necesarios para el metabolismo normal de los organismos. Se ha demostrado que las plantas superiores requieren algunas de las vitaminas solubles en agua tales como la vitamina C y del complejo B, que entre otras comprende tiamina (B1), riboflavina (B2), niacina, piridoxima (B6) ácido pantoténico, biotina, inositol, ácido-p-aminobenzoico y ácido fólico(3,11,26).

Fernández Landero (1949) encontró los siguientes contenidos de vitaminas en tallos tiernos de *Opuntia hyptiacantha* expresados en miligramos /100 gramos de muestra fresca.

Acido ascórbico	4 mg
Caroteno	5 mg
Tiamina	0.04 mg
Riboflavina	0.04 mg
Niacina	0.30 mg

El contenido de vitamina C es especies de *Opuntia* expresados en mg/100 gr de muestra es el siguiente:

Especie	Acido ascórbico (mg)	Acido dehidroascórbico (mg)
<i>Opuntia ficus-indica</i>	4.60	0
<i>Opuntia hyptiacantha</i>	3.97	0.92
<i>Opuntia tomentosa</i>	3.93	0.47
<i>Opuntia megacantha</i>	3.81	0.37

## HORMONAS

Es un grupo de compuestos que son esenciales para el desarrollo de la planta en cantidades insignificantes y que promueven el desarrollo. Las principales clases son las auxinas y las giberelinas(3,11).

## PROPIEDADES BIOTICAS DE LAS CACTACEAS

Se tienen antecedentes que el nopal constituye un buen medio de cultivo de microorganismos y conservación de cepas, sobre todo de aquéllas usadas en la determinación de aminoácidos y vitaminas, ya que un medio común para esta clase de microorganismos lo constituye una mezcla de extracto de pencas de nopal con agar enriquecido con un 10% de aminoácidos, sales y minerales (3) (Zapata 1946).

## PROPIEDADES ANTIBIOTICAS

Otros estudios de muestran que algunas especies poseen principios químicos de potente acción antibiótica.

Carranza Castañeda (1967) hizo un estudio del poder de inhibición microbiano de 13 diferentes especies de cactáceas Mexicanas sobre 19 cepas de bacterias actinomicetos y levaduras por el método de aplicación directa de fragmentos de las plantas sobre los cultivos de los microorganismos y encontró que las cactáceas o bien inhibían su crecimiento y esporulación, y en algunos casos se presentaba una etapa inhibidora seguida de otra estimulante, lo que podría indicar que en la composición química de las cactáceas intervienen dos sustancias, de diferente poder de difusión, de las cuales una provoca la inhibición mientras que la otra provoca el estímulo. Este autor menciona la acción de *Opuntia imbricata* sobre un cultivo de *Proteus vulgaris*, consiste en provocar una lisis de las bacterias.



## 2.0 PRECIPITACION QUIMICA

La precipitación química fue uno de los primeros procesos químicos utilizados en el tratamiento de las aguas residuales(29).

Actualmente se utilizan muchas y muy diversas sustancias como agentes de precipitación; el grado de clasificación obtenido en el proceso depende de la cantidad de productos químicos utilizados y del cuidado con que se controle el proceso por medio de la precipitación química es posible obtener un efluente limpio, substancialmente exento de materia en suspensión o en estado coloidal, éste, como cualquier otro fenómeno natural esta regido por diversos factores de los cuales los principales son:

- a) mezclado,
- b) estabilidad de los coloides,
- c) tiempo de retención,
- d) velocidad de sedimentación.

Con respecto al mezclado, tenemos que esta encaminado a la distribución uniforme y rápida de los coagulantes en el agua que se este tratando, ya que cuanto más alta sea la velocidad y mayor la turbulencia, más eficaz será el mezclado, pudiendose llevar a cabo el proceso de precipitación totalmente(23,31).

En los procesos de tratamiento comunes, la turbulencia es inducida por el uso de impulsores giratorios, tales como paletas, las cuales se utilizan como dispositivos de floculación cuando se añade al agua residual productos químicos.

La adición de coagulantes puede hacerse de dos maneras:

- a) Al pasar la masa de agua por un punto determinado en el cual se produce una fuerte turbulencia inducida por un dispositivo hidráulico, orificio, vertedero, etc.
- b) Reteniendo el agua en un estanque especial por un tiempo de retención nominal, en donde se aplican los coagulantes, mientras se agita con una turbina o paleta rotatoria o cualquier otro sistema para crear turbulencia. En ambos casos la turbulencia puede crearse hidráulica o mecánicamente.

Una vez que la dispersión de los coagulantes se ha llevado a cabo, la agitación debe controlarse con mucho cuidado, de modo que se favorezca el contacto entre las partículas para la formación de flóculos, ya que si la agitación fuese demasiado fuerte los esfuerzos cortantes que se producen romperán el flóculo(29,31,32).

En la tabla N° 1 se indican los valores del gradiente de velocidad, estimados para llevar acabo el proceso de mezclado en tanques de coagulación y floculación provistos de

agitación mecánica . Se muestra que el gradiente de velocidad ( $G$ ) es mayor en la mezcla rápida que en la floculación, es decir en el inicio del proceso, la agitación debe ser intensa para permitir que el coagulante se disperse rápidamente en el agua, esto se logra con un gradiente de velocidad no menor de 450 /seg, ya que de lo contrario el crecimiento de coloides no es favorecido . El tiempo de agitación de un minuto se considera el tiempo necesario para llevar a cabo la coagulación en proceso de lote, utilizando agitación mecánica .

En la etapa de floculación son necesarios valores de  $G$  bajos, la agitación debe ser lenta para permitir la aglomeración de los floculos formados, una agitación intensa provocaría el rompimiento de esto evitando que se lleve a cabo un proceso óptimo .

Stenquist y Kaufman (12) demostraron que a medida que la alcalinidad del agua cruda es mayor, el proceso de coagulación queda más afectado por la velocidad con que se dispersan los coagulantes . Con poca alcalinidad, la mezcla puede ser más lenta, con alta alcalinidad, la dispersión puede ser instantánea. Los tiempos de mezclado considerados en la tabla No ( 1 ) se estiman como los adecuados para proveer la aglomeración de partículas, sin embargo pueden variar dependiendo de la condición física de los floculos formados .

TABLA No. 1 CONDICIONES OPTIMA DE MEZCLADO.  
(Experimentos teóricos a 20° (13)

COAGULANTE	DOSES mg/l	pH	TIEMPO EN LA MEZCLA RAPIDA (min)	G EN LA MEZCLA RAPIDA seg-1	TIEMPO DE MEZCLADO EN LA FLOCULACION (min.)	G EN LA FLOCULACION seg-1
AL <sub>2</sub> (SO <sub>4</sub> ) <sub>3</sub> 18.H <sub>2</sub> O	5	6.8	1	450 - 550	0	0
POLIMERO (aniónico)	0.1	7	0	0	30	22 - 60

## 2.1 COAGULACION-FLOCULACION

El proceso de coagulación-floculación parece ser el resultado de dos reacciones distintas e independientes (6).

- a) Coagulación
- b) Transporte de partículas coloides.

Previamente se mencionan características respecto al comportamiento de las partículas coloidales, ya que de estas depende el buen desarrollo del proceso.

### NATURALEZA DE LAS PARTICULAS EN EL AGUA RESIDUAL

Existen dos clases generales de partículas sólidas coloidales en los líquidos; se les llama coloidales hidrofóbicos (adversos al agua) e hidrofílicos (afines al agua). Estos dos tipos de partículas se basan en la atracción que existe en la superficie de la partícula por el agua.

Algunos coloides son estables indefinidamente y algunos no lo son. Termodinámicamente los sistemas coloidales estables son llamados reversibles y los no estables son llamados irreversibles, estos últimos son concernientes al tratamiento de coagulación química de agua residuales. En las aguas naturales los coloides se encuentran siempre cargados negativamente, lo mismo sucede con frecuencia en las aguas residuales (15).

### CARGA SUPERFICIAL DE LAS PARTICULAS

El movimiento browniano de las partículas coloidales es un factor importante que causa que las partículas permanezcan suspendidas indefinidamente.

Las partículas coloidales en toda dispersión acuosa dada, llevan la misma carga eléctrica ya sea positiva o negativa, a lo cual se debe la adsorción selectiva de los iones de agua, o un ion de un electrolito presente en pequeña concentración. La repulsión electrostática de las partículas similarmente cargadas, es uno de los factores que contribuyen a la permanencia de la dispersión (27).

### COAGULACION

El proceso de coagulación es un fenómeno de desestabilización de coloides, que se efectúa generalmente por la adición de reactivos químicos que anulan las fuerzas

electrostáticas de repulsión, o actúan sobre la hidrofilia de las partículas coloidales mediante mecanismos de agregación (6). La teoría de las reacciones químicas de precipitación es muy compleja, ya que con frecuencia estas son incompletas y pueden tener lugar numerosas reacciones secundarias, sin embargo, existen dos modelos teóricos de coagulación que explican los fenómenos implicados en el proceso.

Un factor importante en la estabilidad de los coloides es la presencia de carga de superficie, esta estabilidad se destruye si tales partículas tienden a agregarse en partículas mayores con masa suficiente para sedimentar con facilidad. La carga de superficie de las partículas coloidales en las aguas residuales, se desarrolla adquiriendo los coloides una carga negativa por la adsorción preferente de aniones; esta carga puede ser afectada en cuanto a su magnitud por el pH y el contenido iónico de la fase acuosa.

## 2.2 MODELO FISICO-QUIMICO DE LA COAGULACION

### MODELO FISICO DE COAGULACION

Una dispersión coloidal hace que no se tenga una carga eléctrica neta, así que la carga primaria debe ser contrabalaceada en la fase acuosa. Como resultado, una doble capa eléctrica existe en toda interfase entre un sólido y agua. (23)

Stern (1924) (31) Considera la formación de una capa adherida y una capa difusa alrededor del coloide. La capa adherida se formará al acudir a la superficie del coloide tantos contraiones del medio dispersante cuantos sean necesarios para neutralizar su carga. La capa difusa se formará al separarse los contraiones de la superficie del coloide como resultado de la agitación del líquido, por lo tanto estos coloides no pueden formar una capa compacta doble. (Figura N°1 Apéndice A). Los coloides que forman la capa fija quedan retenidos allí gracias a las fuerzas electrostáticas y de Van der Waals, además resisten la agitación térmica, lo que no sucede con la capa difusa de iones.

En un coloide deben tenerse en cuenta tres potenciales:

- 1.- El potencial de Nernst que existe en la superficie del coloide.
- 2.- El potencial de Stern que existe en la superficie interior de la doble capa.
- 3.- El potencial Zeta ( $Z$ ) que corresponde al potencial medido en la superficie que encierra la capa fija de iones adherida a la partícula.

Como no se puede separar el coloide de los contraiones que lo rodean, el único potencial que se puede determinar con un poco de precisión es el potencial  $Z$ , por ello se considera el más importante.(Figura N°2 Apéndice A).

El potencial  $Z$  es un potencial electrocinético cuyo valor determina las fuerzas electrostáticas entre las partículas y por lo tanto, su probabilidad de adhesión. A medida que disminuye el potencial  $Z$  las partículas pueden aproximarse cada vez más aumentando la posibilidad de una colisión.

El uso del valor medido del potencial  $Z$  es limitado, ya que varía según la naturaleza de los componentes en la solución y, por tanto, no se trata de una medida que pueda repetirse.

El fenómeno del modelo físico de coagulación es de interés limitado en la coagulación en sistemas naturales y procesos de tratamiento de agua y agua residual, ya que los electrolitos pueden sufrir muchas interacciones de adición, atracción electrostática y repulsión. El modelo físico de coagulación, por lo tanto, podría no explicar la totalidad del fenómeno, por lo cual es necesario recurrir al modelo químico de coagulación.

## MODELO QUIMICO DE COAGULACION

La desestabilización de coloides químicamente puede llevarse a cabo de diversas maneras (32):

- a) adsorción para producir neutralización de carga
- b) enlazamiento de un precipitado.
- c) adsorción para producir puenteado intraparticular.

En el primer caso el modelo químico de la coagulación considera que la carga primaria de las partículas coloidales se debe a la ionización directa de los grupos químicos presentes en la superficie de ellas, tales como hidróxilos, carboxilos, fosfatos o sulfatos, y que la precipitación de los coloides se realiza por reacción de estos grupos con iones metálicos polivalentes agregados como coagulantes.

En cuanto al enlazamiento en un precipitado, de acuerdo al grado de solubilidad de los coagulantes en el agua, resulta una relación estequiométrica entre la dosificación óptima de coagulante y la concentración del material a ser removido (Packman, 1965) (31) Para la remoción de una gran cantidad de material coloidal en el agua, es requerida una pequeña cantidad de coagulante metálico.

El tercer punto se refiere a que, en la desestabilización de los coloides producida por los compuestos poliméricos que se forman en la coagulación, la teoría del puente químico considera que cuando una molécula polimérica se pone en contacto con una partícula coloidal, algunos de estos grupos son adsorbidos en la superficie de la partícula permitiendo que el resto de la molécula se extienda en el agua, la cual puede unirse a

otros coloides en sitios de adsorción vacantes. Se forma así un puente químico entre las partículas que permite el incremento del tamaño de estas propiciando su posterior precipitación.

El desarrollo en sí del proceso de coagulación, es llevado a cabo mediante la hidrólisis de los coagulantes y la desestabilización de las partículas existentes en la suspensión.

El efecto de los coagulantes metálicos sobre la coagulación no se produce por los iones mismos sino por sus productos de hidrólisis.

Después de desestabilizadas las partículas, tiene lugar una aglomeración de los coloides desestabilizados que resulta de una serie de choques sucesivos, favorecidos por un proceso mecánico de agitación suave, a este proceso de aglomeración de partículas se le conoce con el nombre de floculación.

La floculación puede ser pericínética y ortocínética, dependiendo de que sea el movimiento browniano o la agitación del líquido la causa principal de las colisiones. En cierta manera todas las partículas están sometidas a floculación debida a ambos mecanismos. La mayor o menor influencia de uno u otro depende del tamaño de ellas.

## FASES DEL PROCESO DE COAGULACION-FLOCULACION

Debe tenerse en cuenta, que los modelos antes expuestos simplifican el análisis del fenómeno.

El desarrollo del proceso de coagulación-floculación se considera en cinco fases consecutivas (31):

- 1.- Hidrólisis de los coagulantes y desestabilización de las partículas.
- 2.- Formación de compuestos químicos que se polimerizan.
- 3.- Adsorción de las cadenas poliméricas en la superficie de los coloides.
- 4.- Adsorción mutua entre coloides.
- 5.- Acción de barrido y precipitación.

## DISPERSION DE LOS COAGULANTES.

La dispersión de los coagulantes puede considerarse que progresa en tres fases distintas (1).

1ra. fase : Hidrólisis de los iones, esta fase se realiza en un tiempo del orden de  $10^{-10}$  y  $10^{-3}$  seg.

2da fase: Polimerización o reacción de los iones hidratados para formar especies dimérica y poliméricas. Se realiza en un tiempo de  $10^{-2}$  a 1 seg.

3ra fase: Difusión de los compuestos formados y adsorción de ellos en las partículas coloidales. El tiempo necesario para cubrir un coloide y desestabilizarlo varia entre  $8.5^{-5}$  seg. y  $2.4^{-4}$  seg.

Una vez desestabilizados los coloides empiezan a aglutinarse formando primero microfloculos (menor de 1 micra), luego estos núcleos se aglutinan en partículas mayores y por último se hidratan aumentando su volumen. Según Camp, la floculación puede completarse de 3 a 6 minutos con muy poco incremento posterior del volumen del floc.

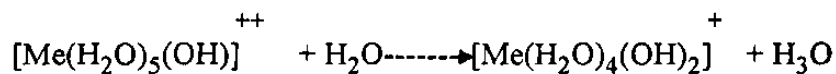
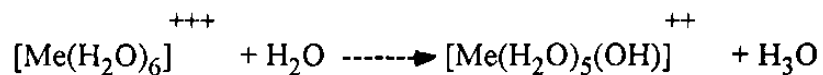
### 2.3 PRODUCTOS QUIMICOS COAGULANTES CONVENCIONALES.

El empleo de sales minerales de cationes polivalentes como coagulantes data de los últimos años del siglo pasado. En esa época se establecieron las leyes de floculación por estas sales, que muestran que la acción coagulante es función de la valencia del ión que posee una carga opuesta a la de la partícula. La floculación se efectúa cuanto mayor es esta valencia (Teoría de Schulze- Hardy) (31).

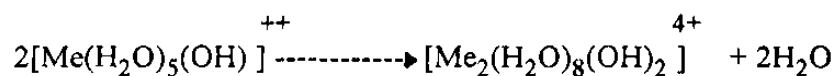
Esta teoría explica en parte, porque las sales de aluminio han sido y continúan siendo las más utilizadas en todos los tratamientos de coagulación del agua, sin embargo, se ha encontrado que el efecto de estas sales sobre la coagulación no se produce por los iones mismos, sino por sus productos de hidrólisis.

Las reacciones correspondientes a la hidrólisis de las sales metálicas trivalentes tales como el hierro o aluminio se presentan a continuación :

Los iones metálico hidratado son ácidos en el sentido Broensted. El equilibrio ácido-base para la sal metálica es:



El complejo tiende a polimerizarse antes de que la reacción prosiga hasta un punto en que se produzca un ion negativo.



Las posibles combinaciones de los diversos productos de hidrólisis son innumerables, sin embargo, lo importante es percatarse de que uno o mas productos de la hidrólisis pueden causar la acción observada con el hierro o el aluminio.



## 2.4 COADYUVANTES COAGULANTES NATURALES

Una gran variedad de materiales tanto sintéticos como naturales están disponibles para ayudar en la clarificación del agua. La aplicación correcta de estos coadyuvantes coagulantes puede mejorar las características de sedimentación y la firmeza del flóculo, lo que a su vez permite periodos de sedimentación más cortos y tasas de filtración más altas; sin embargo, lo más importante de los coadyuvantes es que pueden reducir significativamente la dosis requerida del coagulante primario (por ejemplo: sulfato de aluminio).

Los coadyuvantes coagulantes naturales se incluyen en dos categorías:

- 1) agentes adsorbentes de masa, y
- 2) polielectrólitos naturales.

### AGENTES ADSORBENTES DE MASA

Las arcillas bentónicas, la galactita y otras arcillas adsorbentes se utilizan para ayudar en la coagulación de aguas que contengan color intenso o baja turbiedad; proporcionan materia suspendida adicional al agua en la que se pueden formar los flóculos. Estas partículas floculantes son luego capaces de sedimentarse rápidamente debido al alto peso específico de la arcilla. Algunas arcillas se hinchan cuando se añaden al agua, y pueden producir flóculos cuando se utilizan solas o con una dosis limitada de sulfato de aluminio. La experiencia ha demostrado que las dosis de arcilla de 10 a 50 mg/l dan por resultado una buena formación de flóculos, una mejor remoción de color y materia orgánica, y un aumento del rango de pH para una coagulación efectiva (American Water Works Association, 1971).

El carbonato de calcio en polvo (piedra caliza) es también eficaz como un agente adsorbente de masa y, además, suministra alcalinidad al agua al disolverse.

### POLIELECTROLITOS NATURALES

Es interesante saber que los polielectrólitos naturales se han utilizado por muchos siglos en los países en desarrollo para clarificar el agua. Códices escritos en sánscrito procedentes de la India, refieren que las semillas del árbol de nirmali (*Strychnos potatorum*), se utilizaron hace 2000 años a.c. para clarificar aguas fluviales turbias. En Perú, el agua se ha clarificado tradicionalmente con la savia mucilaginosa de "pencas" obtenidas de ciertas especies de cactáceas. Jahn (1975) describe que en varios países de Africa (Chad, Nigeria, Sudán y Tunez) los aldeanos añaden al agua para beber, plantas

nativas para reducir la turbiedad o los olores y sabores desagradables. De esta manera las propiedades clarificantes de los polielectrólitos naturales son conocidos por los habitantes rurales de varios países en desarrollo.

Los polielectrólitos son ya sea derivados de productos naturales o sintetizados por fabricantes de productos químicos. En ambos casos, su estructura consiste en unidades idénticas de bajo peso molecular químicamente combinadas para formar una molécula grande de tamaño coloidal; cada unidad porta cargas eléctricas o grupos ionizables. Los polielectrólitos a menudo se clasifican por el tipo de carga que portan. Así los polímeros que poseen cargas negativas son aniónicos; los que poseen cargas positivas, catiónicos y los que portan ambas cargas, positivas y negativas, son anfótericos.

Los británicos estuvieron entre los primeros en utilizar polielectrólitos naturales como coadyuvantes coagulantes en el abastecimiento de agua urbano (29). El alginato de sodio, un polímero natural extraído de las algas pardas, ha sido utilizado por varios expertos en el tratamiento de agua con dosis de 0.4 a 0.5 mg/l como un coadyuvante para sulfato de aluminio, particularmente durante los periodos de bajas temperaturas.

Otros polímeros naturales que se han utilizado exitosamente en Inglaterra son la hidroxietil celulosa (HEC) y el "Wisprofloc", derivado del almidón de papa. Los productos de almidón, los derivados de la celulosa y los alginatos se utilizan en el procesamiento de alimentos.

## SEMILLAS DE NIRMALI

La efectividad de las semillas de nirmali trituradas como coagulante se verificó con pruebas de jarras realizadas en la Universidad Johns Hopkins, Baltimore, Maryland (Kazoyoshi Kawata). Las pruebas incluyeron seis muestras de 500 ml de agua turbia (de 4.5 UTN) que se prepararon utilizando una suspensión de arcilla bentonítica en agua. A las 6 muestras se les agregaron semillas de nirmali trituradas en dosis de 0 a 70 mg/l, y en seguida se sometieron a un mezclado rápido durante 1 minuto, seguido de una agitación suave durante 2 a 3 minutos y sedimentación durante 15 minutos.

La alcalinidad y el pH no mostraron cambios apreciables ni antes ni después de la adición de las semillas de nirmali trituradas.

A continuación se muestran resultados reportados:

Dosis (mg/l)	Turbiedad (UTN)	
	20°C, 15 min de sedimentación	30°C, 15 min de sedimentación
0	4.5	4.5
20	2.9	1.25
40	2.5	1.1
50	2.25	1.5
70	2.25	0

REDUCCION DE LA TURBIEDAD: utilizando raspaduras de semillas de *Strychnos potatorum* (semillas de nirmali) a 20°C y 30°C y 15 min de sedimentación(Fuente: 29).

#### SEMILLAS DE *Moringa oleifera*

Estudios de laboratorio llevados a cabo en Sudán (Jahn yDirar, 1979) revelaron que las semillas del árbol de *Moringa oleifera* actúan como coagulante primario,y se comparan favorablemente con el sulfato de aluminio en lo que respecta a tasas de reacción y reducciones de turbiedad en el agua cruda. Los resultados de la prueba de jarras mostraron que el sulfato de aluminio sólo produce una reducción adicional del 1% en la turbiedad.

#### QUITOSANA

Un notable polielectrólito catiónico llamado quitosana actúa más rápido que cualquier coagulante conocido de origen vegetal (Jahn,1981). Este, es un derivado de la quitina, que es la sustancia orgánica que constituye los caparazones de crustáceos tales como camarones y langostas. El rendimiento de quitosana varía de aproximadamente un 20% del peso de estructuras como las tenazas de cangrejos, a aproximadamente un 35 a 40% del peso de los caparazones de camarones. La quitosana se produce mediante la desacetilización parcial de la quitina en soluciones alcalinas concentradas de 135 a 150°C.

La Agencia de Protección al Ambiente de Estados Unidos (EPA) aprobó provisionalmente el uso de la quitosana en plantas de tratamiento de agua potable a una dosis hasta de 10 mg/l.

En Japón, esta sustancia se ha utilizado como coadyuvante coagulante desde 1950 (Kawamura).

Un efecto colateral potencialmente nocivo de algunos polielectrólitos naturales, es su predisposición a incrementar el crecimiento de bacterias en el agua tratada.

Estudios independientes llevados a cabo en la India y Sudán, demostraron que las semillas de nirmali y *Moringa*, cuando se utilizaron como coadyuvantes coagulantes, inicialmente eliminaron las bacterias del agua, pero después de varias horas el número de bacterias aumentó ligeramente (Jahn, 1979). Este fenómeno se atribuyó al material orgánico presente en las semillas, el cual, se piensa, proporciona un sustrato adicional para el crecimiento de las bacterias. Sin embargo, la desinfección adecuada del agua tratada eliminará los microorganismos; incluyendo, por supuesto, las bacterias.

Otro problema potencial asociado con los polielectrólitos naturales, es su uso generalizado como alimento; lo cual puede hacerlos difíciles de obtener sin provocar escasez local. Asimismo, su calidad tiende a deteriorarse con el tiempo, y por consiguiente no se deben almacenar por más de tres meses. La quitosana, por otra parte, ha demostrado ser estable indefinidamente en soluciones diluidas (Kawamura); en una solución de quitosana de cinco años, no se presentó señal alguna de actividad bacteriana o degradación. (29)

## **II PARTE EXPERIMENTAL**

### 3.0 LOCALIZACION GEOGRAFICA DE LA COLECTA DEL NOPAL

En México las zonas áridas cubren los Estados de Baja California, Sonora, Chihuahua, Coahuila, Durango, Zacatecas, San Luis Potosí, Nuevo León, Tamaulipas, Querétaro, Hidalgo, Puebla, Oaxaca y Baja California Sur, con una superficie total aproximada de 56.7 millones de hectáreas.(mapa No.1).

Además de que también se presenta la distribución de las zonas semiáridas en el país, que cubren una superficie aproximada de 23.3 millones de hectáreas, bajo un criterio de que son áreas cuya precipitación pluvial varía de 350 a 600 mm anuales, con una temperatura media anual de 18 a 25 °C, con la presencia de 6 a 8 meses secos y una cubierta vegetal mayor del 70% dominando principalmente vegetación de matorrales y pastizales.

El Estado de Nuevo León, de acuerdo con su posición geográfica, principalmente por su altitud, está comprendido dentro de la gran zona árida mundial ya que, según Contreras Arias (1955), es dentro de las zonas de latitud 20 a 40 grados tanto Norte como Sur, donde la proporción de tierras áridas es mayor.

Debido a esta situación geográfica el aspecto de la mayor parte de la vegetación de Nuevo León indica aridez.

Respecto a la zona de colecta, ésta presenta las siguientes características:

#### 1.- Situación Geográfica:

a) Límites Geográficos: El municipio de Mina, N.L., se localiza al noroeste del estado, limitado al Norte con el municipio de Bustamante y con el Estado de Coahuila. (mapa No. 3 apéndice A.)

b) Latitud N, Longitud W y Altitud.: La cabecera de Mina, N.L. se encuentra situada a los 25 grados 01' de latitud Norte, y a los 100 grados 32' de longitud Oeste, con una altura sobre el nivel del mar de 580 metros.

c) Superficie Total: Este municipio tiene una superficie total de 3808 km cuadrados, lo cual representa un 5.82% del área total del Estado.

#### 2.- Geología:

Principalmente en la Sierra de la Popa se observa una composición variada como es: pizarra, marga, caliza, caliza-dolomítica, caliza arcillosa y caliza apizarrada. En la región de "Las Estacas " se observan tierras salitrosas.

### 3.- Topografía:

a) Zonas Morfológicas: Mina se localiza en la zona del Piedmont o zona de serranías y cerros.

b) Orografía: Este municipio se encuentra atravesado por la sierra de Gomas con una altitud cercana a los 2000 m; otras elevaciones importantes son la sierra de Espinozo cuya altitud varía entre 1000 y 1600 m, y la Sierra del Muerto al Suroeste, la Sierra de Enmedio en el centro y la Sierra de las Minas Viejas al Sureste.

### 4.- Hidrología:

a) Esguerrimientos Superficiales. El río Sabinas recorre al municipio. Mina también se encuentra irrigado por el río Salinas y el arroyo Huizache. Además cuenta con una fuente termal denominada "Las Blancas".

b) Esguerrimientos Subterráneos: Uno de los principales acuíferos en Caliza en el Edo. está localizado en el municipio de Mina N.L.

### 5.- Clima:

a) Tipos de Clima: Predominan el árido y semicálido (B Soh) y el muy árido y semicálido (BWh).

b) Precipitación: Mina se encuentra localizado en la zona más árida del Estado, por lo que se presenta una precipitación media anual de 200 a 300 mm.

c) Temperatura: La temperatura media anual oscila entre los 21 y 22 °C

d) Índice de Aridez: Cuenta con un índice de Aridez que oscila entre 0 y 10 según el índice de Aridez de Martonne.  
(se presenta mapa No.4 en Apéndice B).

Las especies colectadas fueron las siguientes:

*Opuntia imbricata*

*Opuntia lindheimeri*

*Opuntia microdasys.*

Estas se colectaron en el mes de abril en la zona antes mencionada, a continuación se describen características de éstas:

### *Opuntia imbricata*

Arbusto hasta de 3 m. de altura en la región, con ramas más o menos abundantes. Tronco corto, leñoso, bien definido, de unos 10 cm. de diámetro, del que parten ramas primarias escasas, muy largas, casi tan largas como el tronco, las que a su vez producen varias series de artículos (segmentos de tallos) dispuestos en seudovérticilos, artículos de 12 a 35 cm. de largo y de unos 2.5 a 3.5 cm. de diámetro, tubérculos dispuestos en 3 ó 4 series, muy prominentes, de 2 a 3.5 cm. de largo. Hojas subuladas, de 1 a 2.5 cm de largo, caducas. Areólas grandes con glóquidias escasas. Espinas numerosas (10 a 30) por aréola, extendidas en todas direcciones, rectas, de a 3 cm. de largo, rectas color rojizo moreno hasta rosadas, casi aciculares pero algo aplanadas, fuertemente barbadas, con vainas blanquesinas papiráceas y persistentes. Flores numerosas en la extremidad de las ramas, de 5 a 7 cm de diámetro, de color a púrpura a púrpura rosado; pericarpelo tuberculado; segmentos del perianto angostamente obovados, de 2.5 a 3.5 cm. de largo y 1.5 a 2 cm de ancho, ondulado. Fruto tuberculado, amarillo, carnosos cuando madura, sin espinas, obovoide de 2.5 a 4.5 cm. de largo y 2 a 3 cm. de diámetro, muy umbilicado, persistente en el invierno. Semillas abundantes, lisas, de 2.5 a 3.5 mm de diámetro.

### *Opuntia lindheimeri*

Planta arbustiva, subrecta o postrada, de 1 a 3 m de altura. Artículos obovados a orbiculares o raramente alargados, normalmente de 15 a 20 ó 25 cm de ancho, de color verde que tiende a verde azulado. Hojas angostamente cónicas, de 3 a 9 mm. de largo. Espinas presentes en la mayoría de las aréolas del artículo salvo en las más basales, amarillas o a veces blanco amarillento, en ocasiones con la base negra, morena o roja, de 1 a 6 en cada aréola, generalmente una de ellas extendida, subulada, de 12 a 38 ó hasta 50 mm de longitud, base de 0.7 mm. de ancho.

Flores de 5 a 8 u 11 cm de diámetro; segmentos exteriores del perianto obovados, de 0.6 a 3.5 cm de largo, mucronados hasta acuminados de color amarillo-verdoso o verde rojizo; segmentos interiores del perianto obovados, de 3 a 3.8 ó hasta 5 cm de largo, anchos mucronados, de color amarillo; filamentos de 6 a 12 ó 15 mm de largo; anteras de 2 mm de largo; estilo de 1.2 a 2 cm de longitud, amarillo verdoso, lóbulos del estigma 6 a 8, de 4.5 a 6 mm de longitud. Fruto carnosos obovado o alargado, de 3 a 7 cm de longitud por 2.5 a 3 y hasta 3.8 cm de diámetro. Semillas de color bayo claro, asimétricamente elípticas, de 3 a 4 mm de largo, de 2.5 a 3 mm de ancho y de 1.5 mm de espesor. (8)



***Opuntia microdasys***

Plantas bajas y cespitosas que forman manchones, de 40 a 60 cm. de altura, a veces arbustos bajos y muy ramosos que llegan hasta 1 m de altura. Artículos oblongos u orbiculares, de 8 a 15 cm de longitud puberulentos, de color verde pálido. Aréolas conspicuas, grandes, circulares, muy próximas entre sí, provistas de numerosísimas glóquidas de color amarillo oro ó castaño. Espinas ninguna, rara vez 1, amarilla. Flor de 4 cm. de diámetro; pétalos amarillos con tinte rojizo; filamentos blancos. (8)

(Se presentan fotografías en el apéndice B).

## 4.0 MATERIAL Y EQUIPO

MATERIAL Y EQUIPO	REACTIVOS
4.1 Proceso de extracción de coagulante	
- Licuadora de alta velocidad	Acetona
- Cedazos para prueba de tamices No 100, 200 y 325 (Esp. ASTM-E 11)	
- Mortero con mano	
4.2 Pruebas fisicoquímicas	
- Mufla	Etanol
- Fusiometro	Acetato de etilo
- Espectrofotómetro de Resonancia Magnética Nuclear(Varian EM 390 NMR).	Hexano
- Espectrofotómetro de Infrarrojo.	Eter
- Vibrador magnético.	Tetracloruro de carbono
- Potenciómetro(buffer 4 y 7).	Tolueno
	Agua destilada
4.3 Dosificación óptima de coagulantes	
- Agitador de paletas multiple (prueba de jarras).	Sulfato de aluminio[ $Al_2(SO_4)_3$ ]
- Jeringas.	Coagulantes naturales
- Cronómetro.	Acido sulfúrico 1%
- Turbidímetro(Hellige,celda 20 mm).	Hidroxido de sodio 1%
- Colorímetro(Hellige ,agua tester).	
- Sifón (1.5 mm diam.)	
- Matraces de aforación (100,500 y 1000 ml ).	
4.4 Remoción de color	
- Colorímetro (Hellige, agua tester).	Extracto de plantas secas
- Potenciómetro (buffer de pH 4 y 7).	

Material y reactivos para sólidos disueltos totales, alcalinidad total, aluminio residual, dureza calcica y oxígeno consumido en medio ácido (conforme al Standard Methods for the examination of water and wastewater; sixteenth edition; AWWA; WPCF, 1985; y al Manual de técnicas analíticas de laboratorio para determinación de parametros fisicoquímicos y bacteriológicos en aguas y aguas residuales; SEDUE: 1985).

#### 4.5 Aplicación en agua residual doméstica

- Turbidímetro (Hellige con celda de 20 mm).

Material y reactivos para análisis de DQO, DBO<sub>5</sub> y SST (Conforme al Manual de técnicas analíticas de laboratorio para determinación de parámetros fisicoquímicos y bacteriológicos en aguas y aguas residuales; SEDUE: 1985 basado en el Standard Methods for the examination of water and wastewater; sixteenth edition; AWWA; WPCF, 1985).

#### 4.6 Remoción de metales pesados

- Parrillas de calentamiento
  - Espectrofotómetro de absorción atómica (Modelo Zeiss FMD4)
  - Lámparas para Fe, Pb, Zn (Westinghouse) de cátodo hueco.
- Sulfato ferroso amoniacal  
Nitrato de plomo  
Sulfato de cinc  
Ácido clorhídrico (conc.)  
Ácido sulfúrico (conc.)  
Permanganato de potasio (0.1N)  
Ácido nítrico (conc.)  
Estándares: Nitrato de plomo de 1000 ppm.  
Hierro sigma de 1000 ppm  
Cinc sigma de 1000 ppm  
Oxígeno y acetileno

## 5.0 PROCEDIMIENTO

### 5.1 EXTRACCION DE COAGULANTE NATURAL

El proceso de extracción que se aplicó para obtener el coagulante del nopal es una adaptación del método de Dujardin (7) en el cual se logró un mayor rendimiento comparandolo con el que reporta la bibliografía.

La extracción se realiza de la siguiente manera:

Una vez colectadas las muestras se procedió a eliminar la mayor cantidad de espinas, posteriormente se cortaron las pencas en trozos pequeños para poder molerlos en una licuadora de alta velocidad aplicandose previamente una cantidad de agua destilada (relación: 1:1); habiendo realizado la molienda se procedió a tamizarlo en una malla de plástico de manera que se eliminara la fibra y se obtuviera solamente el mucilago. Ya habiendo realizado esta separación se procedio a realizar la extracción líquido-líquido, utilizando como solvente Acetona en relación 1:2. (una parte de muestra por dos de disolvente). Se realizan tantos cambios de solvente como sean necesarios hasta la eliminación total de color, posteriormente el precipitado se seca a temperatura ambiente. Ya seca la muestra se molió completamente en un mortero y posteriormente se tamizó en mallas de acero No. 100,200 y 325 (cedazos para prueba de tamices, especificación ASTM-E11), teniendolo así completamente en polvo(17,19,20).

Se presentan fotografías en apéndice B.

### 5.2 IDENTIFICACION FISICOQUIMICA

Para realizar la identificación química se realizaron pruebas fisico-químicas, las cuales proporcionaron una idea de lo que puede ser este compuesto, dentro de éstas tenemos las siguientes:

#### 5.2.1 PRUEBAS FISICAS

	<i>O.imbricata</i>	<i>O.lindheimeri</i>	<i>O.microdasys</i>
-Estado Físico:	Sólido	Sólido	Sólido
-Color	Blanco	Blanco	Blanco
-Olor	Caracteristico	Caracteristico	Caracteristico
-pH (Sol'n. al 1%)	6.5	6.7	6.6

### - Punto de fusión:

Se le realizaron pruebas para determinar el punto de fusión, en las cuales no se logra la fusión de este material. Se presenta cambio de coloración (blanco-negro) a las temperaturas siguientes:

*Opuntia imbricata* (purificado) 165-170°C

*Opuntia lindheimeri* (purificado) 166°C

*Opuntia microdasys* (sin purificar) 170°C

Posteriormente se procedió a darle un tratamiento en la mufla a 450 °C por un tiempo de 4 hrs. teniendo como resultado material inorgánico.

La pérdida de material orgánico después de este tratamiento fue de 0.02 gr por gramo de muestra inicial (para *O.imbricata* específicamente)

### - Pruebas de Solubilidad.

DISOLVENTE	TIPO DE MUESTRA		
	<i>O. lindheimeri</i>	<i>O. imbricata</i>	<i>O. microdasys</i>
Agua	Soluble	Soluble	Soluble
Agua/Etanol	Poco Soluble	Poco Soluble	Poco Soluble
Acetato de etilo	Insoluble	Insoluble	Insoluble
Hexano	Insoluble	Insoluble	Insoluble
Eter	Insoluble	Insolube	Insoluble
Tetracloruro de carbono	Insoluble	Poco Soluble	Poco Soluble
Tolueno	Poco Soluble	Poco Soluble	Poco Soluble

## 5.2.2 PRUEBAS ESPECTROSCOPICAS

- Resonancia Magnética Nuclear.

Se procedió a leer la muestra en el aparato (Varian, EM 390 NMR SPECTROMETER), el cual no registró ningún resultado.

- Espectroscopía Infrarroja.

Se realizaron las pruebas en un espectroscopio IR en el cual se obtubieron resultados de los grupos presentes en la muestra como son: N-H, C-H, C-N, C-O, OH, imino carbonatos, aminas primarias y secundarias, compuestos aromáticos, sales inorgánicas y sales de amonio.

(Se presentan espectros y resultados en el apéndice C)

## 5.2.3 DETERMINACION DE PROTEINAS (METODO LOWRY)

Fundamento: Las proteínas reaccionan con el reactivo de Folin-Ciocalteau para dar un complejo coloreado. El color que se forma es debido a la reacción del cobre alcalino con la proteína. La intensidad del color depende del número de aminoácidos aromáticos presentes y cambiará según la clase de proteína. (11)

Reactivos:

Solución " A " de Carbonato de sodio ( $\text{Na CO}_3$ ) al 2%

Solución " B " de Tartrato de sodio y potasio al 2%

Solución " C " de Sulfato de cobre pentahidratado  
( $\text{Cu SO}_4 \cdot 5 \text{H}_2\text{O}$ ) 1%.

Se mezclaron las soluciones: A (49.0 ml), B (0.5 ml) y C (0.5 ml)

### A) TRATAMIENTO DE LA MUESTRA

Las muestras a las cuales se les realizó la prueba fueron de dos tipos: dializadas y sin dializar .

El tratamiento que se le dió a la muestra a dializar es el siguiente: Se preparó una solución al 1 % y se colocó un tubo de membrana del tipo(SPECTRAPOR,membrane

tubing D1615-2) para diálisis, posteriormente se colocó en un recipiente con agua destilada de manera que estuviera completamente cubierta, y se realizaron cambios, de agua destilada cada 2 horas, esto se hizo por un periodo de 24 horas.

## B) DETERMINACION ESPECTROFOTOMETRICA

Se agregó 1 ml de la muestra de proteína en agua a 5 ml de la mezcla A-B-C; se agitó y se dejó reposar por 10 minutos posteriormente se agregaron 0.5 ml de folin y 0.5 ml de agua (estos se mezclan antes de agregar); se dejó reposar por 30 minutos y se leyó en el espectrofotómetro a 625 nm.

Se realizó una curva de calibración de Albúmina (1mg/ml).  
(Fuente: No.21).

Nota: Se presenta curva patrón y resultados en el Apéndice C

### 5.2.4 PRUEBAS PARA POLISACARIDOS

Fundamento: Este es un método para la estimación cuantitativa de azúcares simples, oligosacáridos y polisacáridos y sus derivados con grupos reductores libres o potencialmente libres .

Procedimiento:

Se colocó una muestra en un tubo de ensaye con un volúmen de 0.1,0.8,y 1.0 ml, se le añade 0.8 ml de fenol (5%) posteriormente se agregó 4 ml de ácido sulfúrico ( $H_2SO_4$ ); se deja en reposo por 10 minutos, enseguida se coloca en baño maria por 20 min. a 30 °C, habiendo pasado este tiempo se lee el espectrofotómetro a 490 nm. (16)

Nota: Las muestras se preparan al 1% tanto para la curva patrón como la problema(1 gr se afora a 100ml).

Se presenta curva patrón y resultados en apéndice C.

### **5.3 APLICACION DE COAGULANTES Y COADYUVANTES**

#### **-DOSIFICACION OPTIMA DE COAGULANTES (Prueba de jarras)**

Las pruebas de jarras se utilizaron para la determinación de las dosis más efectivas de coagulante para una muestra de agua específica, ya que estas se utilizan comunmente para el control del proceso de coagulación-floculación en una planta de tratamiento.

Esta prueba se efectua básicamente colocando 6 vasos de precipitado de un litro debajo de las paletas de agitación, éstos con muestra fresca del agua cruda. Se procede a activar el agitador y operarlo durante un minuto a una velocidad de 100 rpm; en este lapso de tiempo se agregan los coagulantes y coadyuvantes con geringas lo más rápido posible para evitar variaciones en el mezclado, en cada jarra se varia la concentración en cantidades crecientes. Posteriormente se reduce la velocidad para un mezclado lento por 15 minutos a 40 rpm. Una vez que transcurre el periodo de agitación se levantan las paletas y se deja sedimentar por 30 minutos haciendo las observaciones visuales necesarias como son: formación y resistencia de flocs, velocidad de sedimentación etc.

Después de permitir que el floculo se sedimente se extrae de 50 a 100 ml de muestra de 4 a 5 cm de profundidad desde la superficie del liquido, este procedimiento se realizó con la construcción de un sifón con tubo de vidrio de 1.5 mm de diámetro interior. (29, 31).

A las muestras tomadas, se les determina la turbiedad, pH, color y eligiéndose la jarra que proporcionen mejores resultados y determinandose así la dosis adecuada de coagulante.

#### **A) MUESTRAS SINTETICAS**

##### **- REMOCION DE COLOR**

Para la realización de esta prueba, se prepara una muestra sintética de color utilizando mezclas de plantas secas de utilidad medicinal, las cuales se eligieron debido a la coloración que presenta el extracto ya que es muy semejante al que presenta el equipo de colorimetria (HELLIGE INC Agua Tester).

La manera en la que se prepara la muestra fué la sig:

Se hirvió una muestra de plantas secas (de nombre comercial "Damiana de



California"), de aproximadamente 50 gr. en un litro de agua por un tiempo de 2 horas, posteriormente se diluye en un volumen determinado hasta obtener una coloración de 200 unidades en la escala Pt-Co.

Ya teniendo la muestra requerida se procede a obtener la dosis óptima de coagulante por medio de la prueba de jarras, en la cual se dosifica también la cantidad de coadyuvante (coagulante natural), a las muestras de jarras tratadas se les determino el color, pH inicial y final así también como características visuales tales como: mayor remoción, flocs grandes y consistentes y mayor velocidad de sedimentación principalmente.

Al sobrenadante de la mejor muestra se le realizan los siguientes análisis: sólidos disueltos totales, alcalinidad total, aluminio residual (30), dureza calcica, oxígeno consumido en medio ácido (14).

Las determinaciones se realizaron de acuerdo al manual editado por la SEDUE, basado en el Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater, APHA, AWWA, WPCF, 1989.

#### - REMOCION DE METALES PESADOS.

Para la realización de esta prueba se prepararon muestras sintéticas de metales pesados tales como Fierro(Fe), Plomo (Pb), y Zinc (Zn); estas se realizaron de la siguiente manera:

##### **Muestra de Fierro (Fe).**

Se disuelven 24 ml de ácido sulfúrico conc. ( $H_2SO_4$ ) en 60 ml de agua y 1.6848 gr de Sulfato Ferroso Amoniacal, posteriormente se adicionó Permanganato de Potasio (0.1 N) hasta una coloración rosa persistente, en seguida se aforó en 1200ml de agua.

En esta muestra se tiene que 100 ml es igual a 20 mg Fe.

##### **Muestra de Plomo (Pb).**

Esta muestra se preparó disolviendo 0.1918 mg de Nitrato de plomo ( $Pb(NO_3)_2$ ), en 240 ml de agua y 12 ml de ácido nítrico ( $HNO_3$ ) conc. y se afora a 1.2 lt.

De esta muestra se tiene que 100 ml es igual a 10 mg de Pb.

### **Muestra de Cinc (Zn).**

Se disuelven 0.12 mg de Sulfato de Cinc en 1.2 ml de ácido clorhídrico (HCl) conc. y se afora a 1.2 lt de agua.

De esta muestra 100 ml = 10 mg de Zn.

Estas soluciones patron se mezclan con 10.8 lt de agua, teniendose de esta manera la muestra preparada para pasarla por la prueba de jarras, adicionando coagulante y coadyuvante según corresponda el número de jarra.

Posteriormente se extrae el sobrenadante hasta una profundidad de 5 cm de la superficie del líquido, un volumen de aproximadamente de 400 a 500 ml; en seguida se le realizó una digestión a esta muestra adicionandole 5 ml de ácido clorhídrico concentrado; la digestión se lleva acabo hasta un volumen de 50 a 100 ml, evitando ebullición de las muestras. Una vez registradas las muestras con volumenes y pH iniciales y finales se procede a leer la concentración de Fe, Pb y Zn, en cada una de estas mediante análisis de espectrofometría de absorción atómica.(Via húmeda).

Se presentan tablas de resultados de pruebas de jarras(dosificación óptima) apéndice D.

### **B) MUESTRA DE AGUA RESIDUAL DOMESTICA .**

El muestreo de agua residual doméstica se realizó en la planta de tratamiento "Agua Industrial del Poniente " ,llevandose a cabo al final del medidor de flujo en el cual se tiene un mezclado satisfactorio .

Esta muestra se transportó al laboratorio para darle un tratamiento inmediato el cual se inicio por determinar la dosis óptima de coagulante y coadyuvante, esta se realizó con la prueba de jarras, realizando para cada jarra las observaciones visuales como son: Tiempo de formación de floc, tamaño y consistencia de este, además de velocidad de sedimentación. También se determinó el pH y turbiedad residual la cual se realizó con un turbidímetro (marca HELLIGE,serie 6696) eligiendose la mejor jarra para la cual a la muestra extraida se le realizan los siguientes análisis: DQO, DBO<sub>5</sub> y SST. Estas determinaciones se llevan a cabo de acuerdo al manual editado por la SEDUE, basado en el Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater, APHA, AWWA, WPCF, 1989.

### **III RESULTADOS Y DISCUSIONES**

## RESULTADOS Y DISCUSIONES

### EXTRACCION DE COAGULANTE NATURAL

En el proceso de extracción utilizado, se logró obtener rendimientos mayores a los que se presentan en datos bibliográficos ya que los obtenidos en las muestras de nopal locales fueron de 2.5 a 7.0 % en base húmeda para las 3 especies entre las que existen variaciones considerables .

ESPECIE	RENDIMIENTO (%)
<i>O.imbricata</i>	7.0 (base húmeda )
<i>O.microdasys</i>	6.3 (base húmeda )
<i>O.lindheimeri</i>	2.5 (base húmeda )

### ANALISIS FISICOQUIMICO

En las pruebas de identificación fisicoquímica se hacen notar las siguientes características:

- En solución al 1.0% presenta un pH de 6.5 a 6.7 para las tres especies.
- Los resultados del punto de fusión indican la presencia de material inorgánico confirmandose esto con la prueba de cenizas realizada a la muestra observandose un pequeño porcentaje de material orgánico.
- Los resultados obtenidos en los análisis espectroscópicos de IR muestran la presencia grupos N-H, C-N, C-H, OH, imino carbonatos, amins, sales orgánicas y sales de amonio principalmente(ver espectros y resultados en apéndice C).
- En las pruebas realizadas con Resonancia Magnética Nuclear no se detectó lectura alguna, posiblemente por el tamaño de las moléculas por lo tanto se propone realizar una purificación y concentración del compuesto.

Con estos resultados espectroscópicos no podemos aún definir la estructura del compuesto que se tiene en el coagulante natural.

## POLISACARIDOS

En las pruebas para polisacáridos tenemos que estas resultan ser positivas cualitativamente.

Los resultados obtenidos para la muestra y la curva patrón son los siguientes:

TIPO DE MUESTRA	Vol'n (ml)	ABS (nm)	Conc.(mg/l).
<i>O. lindheimeri</i>	0.1	0.405	3.60
<i>O. imbricata</i>	0.1	0.423	3.95
<i>O.microdasys</i>	0.8	0.452	4.30

Conforme a estos resultados y entrando a la curva patrón tenemos que 1 mg/l de la muestra de *O.lindheimeri* y *O.imbricata* nos reporta una concentración de polisacáridos de 3.60 y 3.95 respectivamente.

En la muestra de *O.microdasys* con la muestra de 1.0 mg/l, al leer en la gráfica patrón,este valor esta fuera de rango (minimo detectable) por lo tanto se elige la muestra de 8 mg/l la cual reportó un resultado de 4.30 mg/l; lo que nos da la impresión de que se esta teniendo la interacción de varios compuestos del tipo de carbohidratos lo que ocasiona un incremento en la lectura.

Otro de los factores que pudo haber influido es el tipo de muestra utilizado para la curva patrón, ya que la técnica menciona al dextran, en este caso se utilizó sacarosa debido, a que el dextran se obtiene de enzimas a partir de sacarosa .

Con estos resultados obtenidos, podemos decir que son relativos, debido a que no se trabajan controles testigos para eliminar el efecto matriz.

## PROTEINAS .

En el caso para detección de proteínas se tienen muchas variaciones que correlacionando con los resultados de IR los cuales presentan sales de amonio, aminos y grupos con nitrógeno,nos hace suponer que estas sales pueden reaccionar con los reactivos para la detección de proteínas resultando lecturas de ABS (absorvancia) muy variables .

Con la muestra problema de 0.01 mg/ml tenemos los siguientes resultados :

TIPO DE MUESTRA	Conc. (mg/ml)
<i>O. lindheimeri</i> (dializada)	0.21
<i>O. lindheimeri</i> (sin dializar)	0.15
<i>O. imbricata</i> (dializada)	0.32
<i>O. imbricata</i> (sin dializar)	0.30

A la especie de *O. microdasys* solo se le realizan pruebas fisicoquímicas y no de aplicación en el proceso de coagulación-floculación ya que al realizar pruebas preliminares presenta menor eficiencia en comparación con las otras dos especies, haciendo notar que no se descarta la posibilidad de que actúe como coagulante o coadyuvante.

#### A) Muestras sintéticas

#### DETERMINACION DE pH OPTIMO

En las pruebas realizadas para determinar el pH óptimo, en la muestra de coagulante-coadyuvante se observa que se presentan mejores resultados a pH de 6.5 a 8.0.

Al variar el pH de 4.0 a 9.0 se modifica el color inicial de la muestra sintética en el rango ácido y básico, al acidificar la muestra se precipitan grupos orgánicos y disminuye la coloración, a pH alcalino se incrementa ésta, debido a que se presentan modificaciones en los grupos orgánicos manteniendolos en suspensión.

#### REMOCION DE COLOR

En la muestra sintética de color se obtienen resultados de **remoción de grupos orgánicos de 200 unidades iniciales a 40 finales (remoción de 80%) en la escala Pt-Co** con la aplicación de 200 mg/l de  $Al_2(SO_4)_3$  y 60 mg/l de cal hidratada (alcalinizante), siendo estas concentraciones las óptimas determinadas con las pruebas de jarras (se presentan resultados en apéndice D).

En las muestras en las que se aplica  $Al_2(SO_4)_3$  y coagulante natural presenta **una remoción de color de 200 unidades iniciales a 35 finales (remoción de 82.5%) en la escala Pt-Co**(para las dos especies de *Opuntia*), con la aplicación de 200 mg/l de sulfato de aluminio, 60 mg/l de alcalinizante y 3 mg/l de coagulante natural (se presentan resultados en apéndice D).

Los resultados de análisis de las muestras de color presentan los siguientes valores:

TIPO DE MUESTRA ( Aplicación de: )	REMOCION		
	%ST	%SST	%Alcalinidad total
1.- Sulfato de aluminio	15.2	40	39
2.- $Al_2(SO_4)_3 + O.lindheimeri$	12.5	40	23
3.- $Al_2(SO_4)_3 + O.imbricata$	8.6	40	22

En la muestra número uno se tiene una mejor remoción en comparación a las que se le aplicó coadyuvantes de coagulación.

En la segunda y tercer muestra se presentan mejores características visuales en la formación de flocs comparandolos con la muestra número uno(en pruebas de jarras), pero no sucede lo mismo con el porcentaje de remoción ya que los flocs formados se mantienen mayor tiempo suspendidos y con una menor consistencia.

### REMOCION DE METALES PESADOS

Con respecto a los resultados obtenidos en la remoción de metales pesados a pH de 6.5 para el plomo (Pb) se presenta una remoción de 83.3%, Fierro (Fe) 80.5% y Cinc (Zn) 15.1 % estas se logran con la aplicación de 30 mg/l de *O.imbricata*.

Con la aplicación de 2 mg/l de  $Al_2(SO_4)_3$  se obtiene una remoción de 44.8 % para Pb; de 29.1 % para Fe; y de 22.8 % en Zn

Aplicando 2 mg/l de  $Al_2(SO_4)_3$  y 6 mg/l de coagulante natural se tienen los siguientes resultados de remoción para Pb de 64.1 %, para Fe de 70.2 %, y de 1.9 % en Zn.

A pH de 8.5 presenta la siguiente remoción: Plomo 78.6%, Fierro 86.4% y Cinc 50.3% con la aplicación de 30 mg/l de *O.imbricata* .

Aplicando 2 mg/l de  $Al_2(SO_4)_3$  se tienen los siguientes resultados en Pb de 42.7%; para Fe de 45.4 % y de 85.7 % en Zn .

Al agregar 2 mg/l de  $Al_2(SO_4)_3$  y 6 mg/l de coagulante natural se tienen los siguientes resultados para Pb 78.6 % , en Fe de 72.7 % , y de 38.7 % para Zn.

Conforme a estos resultados se observa una buena remoción para el plomo y hierro en la forma de iones (pH 6.5). En la forma de hidróxidos se obtienen remosiones mayores, haciendo mención que para el plomo a pH de 8.5 la prueba de espectrofotometría de absorción atómica reportó resultados menores de 0.4 ppm no teniendose un valor exacto ya que el rango de detección para el equipo fué entre 0.4 ppm a 10 ppm.

En esta prueba solamente se utilizó el coagulante natural de una especie (*O.imbricata*) debido a que presenta mejores resultados en la aplicación para agua residual doméstica.

## **B) MUESTRA DE AGUA RESIDUAL DOMESTICA**

En las pruebas para agua residual doméstica al aplicar  $Al_2(SO_4)_3$  se obtuvo una remoción de turbiedad iniciando con 150 mg/l y finalizando con 11 mg/l lo que representa un 92% removido con la aplicación de 120 mg/l de  $Al_2(SO_4)_3$  siendo la dosis óptima en las pruebas de jarras (se presentan resultados en apéndice D).

En las muestras en las que se aplicó  $Al_2(SO_4)_3$ -Coagulante natural la remoción de turbiedad fue de 97.3 %,iniciando con 150 ml/l y finalizando con 4 mg/l,con la aplicación 120 mg/l de sulfato de aluminio y 15 mg/l de coagulante natural (para ambas especies), siendo estas las dosis óptimas determinadas con la prueba de jarras (se presentan resultados en apéndice D).

Aplicando coagulante natural solo, la remoción de turbiedad resultó en 58% habiendo iniciado con 150 mg/l y finalizando con 63 mg/l tanto para *O.lindheimeri* como para *O.imbricata*;con la aplicación de 15 mg/l de coagulante natural siendo esta la dosis óptima determinada (se presenta en apéndice D)

En las pruebas de agua residual doméstica se hace una observación importante al realizar las pruebas de jarras en la cual se logra una remoción de materia orgánica provocada por la agitación que se lleva a cabo precipitandose un alto contenido de sólidos suspendidos, da una remoción de un 71 %, por lo tanto la base para el cálculo,de remoción se realiza conforme a la muestra que se trata en la prueba de jarras .



Los resultados de análisis del sobrenadante reportan los siguientes valores :

TIPO DE MUESTRA (Aplicación de : )	% REMOCION DQO
1.- $Al_2(SO_4)_3$	50.00
2.- $Al_2(SO_4)_3$ + <i>O. lindheimeri</i>	40.71
3.- <i>O.lindheimeri</i>	37.55
4.- $Al_2(SO_4)_3$ + <i>O.imbricata</i>	68.78
5.- <i>O.imbricata</i>	22.00

En los resultados antes mencionados es notorio que en la aplicación de coagulante natural se observa un diferencia en remoción entre *Opuntia lindheimeri* y *O.imbricata* .

La prueba que presentó mejor calidad fue en la que se aplicó alumbre-*O.imbricata* (coagulante-coadyuvante ) alcanzando una remoción de DQO de un 68% un incremento de 18% con respecto al resultado que proporciona la muestra en la que se aplica sulfato de aluminio solo .

RESULTADOS DE ANALISIS DE MUESTRA SINTETICA DE COLOR

Unidades de color: 1:200 (Pt-Co) pH: 7.7 ; Temp: 26°C	Tipo de Muestra	Dosis de coagulante químico Al <sub>2</sub> (SO <sub>4</sub> ) <sub>3</sub> (ppm)	Dosis de alcalinizante (cal hidratada) (ppm)	Prueba de jarras Unidades de color final Escala Pt-Co	Dosis de ayudante de coagulación (ppm)	Sólidos disueltos totales			% Removido
						STD (ppm)	SST (ppm)	SDI (ppm)	
(0) Blanco		0	0	200	0	N D	N D	N D	
(1) Blanco		0	60	200	0	604	10	594	0
(2) Sulfato de Aluminio		200	60	40	0	512	6	506	25
(3) Al <sub>2</sub> (SO <sub>4</sub> ) <sub>3</sub> + O. Lindehimeri		200	60	35	3.0	528	6	522	12
(4) Al <sub>2</sub> (SO <sub>4</sub> ) <sub>3</sub> + O. Imbricata		200	60	35	3.0	552	6	546	8

53

RESULTADOS DE ANALISIS DE MUESTRA SINTETICA DE COLOR

Unidades de color: 1:200 (Pt-Co) pH: 7.7 ; Temp: 26°C	Tipo de Muestra	Dosis de coagulante químico Al <sub>2</sub> (SO <sub>4</sub> ) <sub>3</sub> (ppm)	Dosis de alcalinizante (cal hidratada) (ppm)	Prueba de jarras Unidades de color final Escala Pt-Co	Dosis de ayudante de coagulación (ppm)	Alcalinidad Total CaCO <sub>3</sub> (ppm)	% Removido	Aluminio Residual (ppm)	Dureza Calcaica (ppm)	% Removido
(1) Blanco		0	60	200	0	154	0	0.044	200	0
(2) Sulfato de Aluminio		200	60	40	0	94	39	0.248	160	2.0
(3) Al <sub>2</sub> (SO <sub>4</sub> ) <sub>3</sub> + O. Lindehimeri		200	60	35	3.0	118	23	0.248	196	2.0
(4) Al <sub>2</sub> (SO <sub>4</sub> ) <sub>3</sub> + O. Imbricata		200	60	35	3.0	120	22	0.248	192	4.0

ND = NO DETERMINADO.

T A B L A " A "

RESULTADOS DE AGUA RESIDUAL DOMESTICA

Tipo de Muestra	Dosis de coagulante Químico Al <sub>2</sub> (SO <sub>4</sub> ) <sub>3</sub> (ppm)	Dosis de coagulante Natural (ppm)	DQO (ppm)	% Removido	% Residual
Blanco de agua destilada	0	0	0	0	0
Muestra de agua cruda	0	0	1848	0	100
(1) Muestra de agua cruda (proceso jarras)	0	0	538	0	100
(2) Al <sub>2</sub> (SO <sub>4</sub> ) <sub>3</sub>	120	0	269	50.0	50
(3) Al <sub>2</sub> (SO <sub>4</sub> ) <sub>3</sub> O. Lindehimeri	120	15	319	40.71	59.29
(4) O. Lindehimeri	0	15	336	37.55	62.45
(5) Al <sub>2</sub> (SO <sub>4</sub> ) <sub>3</sub> O. Imbricata	120	15	168	68.78	31.22
(6) O. Imbricata	0	15	420	22.0	78.0

Tipo de Muestra	Dosis de coagulante Químico Al <sub>2</sub> (SO <sub>4</sub> ) <sub>3</sub> (ppm)	Dosis de coagulante Natural (ppm)	DBO <sub>5</sub> (ppm)	% Removido	% Residual	SST (ppm)	% Removido	% Residual
Blanco de agua destilada	0	0	0			0		
Muestra de agua cruda	0	0	381			466		
(1) Muestra de agua cruda (proceso jarras)	0	0	136	0	100	90	0	100
(2) Al <sub>2</sub> (SO <sub>4</sub> ) <sub>3</sub>	120	0	92	32.4	67.6	4.0	95.6	4.4
(3) Al <sub>2</sub> (SO <sub>4</sub> ) <sub>3</sub> O. Lindehimeri	120	15	110	19.2	80.8	4.0	95.6	4.4
(4) O. Lindehimeri	0	15	122	10.3	89.7	60	33.4	66.6
(5) Al <sub>2</sub> (SO <sub>4</sub> ) <sub>3</sub> O. Imbricata	120	15	73	46.4	53.6	4.0	95.6	4.4
(6) O. Imbricata	0	15	133	2.3	97.7	80	11.2	88.8

Nota: El porcentaje removido de la muestra de agua cruda habiendola pasado por el proceso de prueba de jarras es de un 71%. Los calculos de % de remoción se realizaron tomando de base la muestra que entra a la prueba de jarras.

TABLA "B"

MUESTRA SINTETICA DE METALES PESADOS

Pruebas de Jarras

Muestra de agua T° = 20 °C Muestra con sales de Pb, Fe y Zn	N° Jarra	pHi	Dosificación (mg/l)		Agua sedimentada		Sobrenadante sin filtrar y digerido			Observaciones	
			Coagulante Al <sub>2</sub> (SO <sub>4</sub> ) <sub>3</sub> (mg/l)	Ayudante Nombre: (mg/l)	Floculación T de F= 15 min Vel: 40 rpm	Sedimentación T de S=30 min	Resultados (absorción atómica)				
								Fe(mg/l)	Pb(mg/l)	Zn(mg/l)	
O. imbricata											
	1	6.5	0	0			6.25	3.19	3.68	3.64	Blanco
	2	6.5	2.0	0			5.89	2.26	2.03	2.81	
	3	6.5	2.0	6.0			5.98	0.95	1.32	3.57	
	4	6.5	0	10.0			6.25	0.79	0.898	3.49	
	5	6.5	0	20.0			6.23	0.74	0.805	3.10	
	6	6.5	0	30.0			6.21	0.62	0.613	3.09	
Blanco											
	1	8.5	0	0			8.4	1.96	1.87	0.751	Blanco
	2	8.5	2.0	0			8.21	1.07	1.071	0.107	
	3	8.5	2.0	6.0			8.15	0.535	- de 0.40	0.460	
	4	8.5	0	10.0			8.37	0.34	- de 0.40	0.392	
	5	8.5	0	20.0			8.33	0.313	- de 0.40	0.390	
	6	8.5	0	30.0			8.29	0.265	- de 0.40	0.373	

BLANCO : MUESTRA SINTETICA DE METALES PESADOS A LA CUAL NO SE LE AGREGAN COAGULANTES NI COADYUVANTES.

TABLA " C "

## **IV CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES**

## CONCLUSIONES

Las pruebas fisicoquímicas para las muestras de coagulante natural dan la posibilidad de que nuestro compuesto este formado principalmente por un alto contenido de material inorgánico.

De acuerdo a los resultados obtenidos en la muestras de color, la remoción que se presentó no es la esperada debido a una sedimentación deficiente, ya que con el coadyuvante se aumenta el tamaño del floc pero no su consistencia e incremento de peso.

En los resultados que se presentan al aplicar el coagulante-coadyuvante en agua residual doméstica se muestra un mejor eficiencia utilizando *Opuntia imbricata* como ayudante de coagulación. También cabe mencionar que la utilización de coagulante natural *Opuntia lindheimeri* en su aplicación única proporciona resultados de remoción considerables.

La aplicación de coagulante extraído de *Opuntia microdasys* no se realizó por presentar deficiencias en pruebas preliminares en comparación con las otras dos variedades, no descartandolo de que pudiera presentar acción coagulante.

## RECOMENDACIONES

Se propone la continuación de estudios más específicos para lograr una identificación química completa de coagulante natural extraído de especies de nopal.

Realizar estudios de aplicación para agua superficial con alta turbiedad utilizándolos como coagulante y coadyuvante.

Los resultados más impactantes en estas pruebas fueron los obtenidos en la remoción de plomo, para lo cual se recomienda realizar estudios más específicos para este metal, ya que puede existir la posibilidad de producir cambios en la estructura para hacer más eficiente esta remoción.

## **V BIBLIOGRAFIA**

## BIBLIOGRAFIA

- 1.- Arboleda V. Grinplastch B, Kirchner J. C. 1974. Métodos de evaluación de procesos en plantas de tratamiento de agua; O.P.S. Lima Perú.
- 2.- Arboleda V. Vargas Correal. 1969. Manual de tratamiento de aguas potables. Caracas Venezuela.
- 3.- Bravo-Hollis. 1978. Las cactáceas de México; UNAM; Volumen I; México.
- 4.- Conley R. T. 1979. Espectroscopía infrarroja; Ed: Alhambra; España.
- 5.- Deborah R. Et-al. 1988. Beach-Scale Evaluation Of Coagulants for Low Turbidity Water; Jour. AWWA: Abril.
- 6.- Dégremont; Manual técnico del agua. Societé Generale d'Epuration etd'Assainissement IBSN.
- 7.- Dujardin Esther, Pierre Laszio and David Sacks. 1975. Journal of chemical education:52:11:742-744.
- 8.- Elizondo E. J. 1979. Contribución al conocimiento florístico-ecológico de las cactáceas del municipio de Mina, Tesis Biólogo FCB-UANL, Monterrey N. L. México.
- 9.- Elizondo S. 1980. Manual de normas de calidad para agua potable; SAHOP. México.
- 10.- Garza F.y Salgado G. 1992. Compendio de métodos para análisis del agua; FCB-UANL; Publicación Técnica No. 5.
- 11.- Granadas S. Castañeda P. 1991. El nopal; Historia, Fisiología, Genética e importancia frutícula; Ed. Trillas; México.
- 12.- Hanson T., and John L. 1990. The effects of temperature on turbulent flocculation: Fluid dynamics and chemistry; Jour AWWA 82:11:56-73.
- 13.- Jirgensons B. Straumanis M. E. 1965. Compendio de química coloidal; Ed. Continental S. A.; México.
- 14.- Juárez y Rochin. 1962. Manual de Química Aplicada; México.
- 15.- Kawamura Susumu. 1991. Effectiveness of natural polyelectrolytes in water treatment; Jour AWWA; Volumen 83 Pag. 88-91; Oct.



- 16.- Keleti, Ph. D and William H. Lederer, Ph. D.1974. Handbook of micromethods for the biological sciences; Ed. Van Nostrand Reinhold Company; New York.
- 17.- Kirchmer J. Arboleda V.1975. Polimeros Naturales y su aplicación como ayudantes de floculación; Cepis; Lima Perú Serie Técnica No. 2.
- 18.- Manual de Técnicas Analíticas de laboratorio para determinación de parámetros fisico-químicos y bacteriológicos en aguas y aguas residuales; SEDUE; Octubre 1985.
- 19.- Merlo C. M. , et-al. 1991. "Coagulantes de nopal para la clarificación de aguas de desecho"; Resumen Memorias del VI Congreso Nacional de Química Analítica, Saltillo Coah.
- 20.- Pérez R. Arciga T: 1989. "Extracción de coagulantes de nopal" Tesis de Licenciatura. ECQ-UAP.
- 21.- Plummer T. D, et-al.1981. Introducción a la bioquímica práctica; Ed. Mc Graw Hill Latinoamericana S. A.; Bogotá, Colombia.
- 22.- Rendina G, Ph. D. 1971. Experimental Methods in modern biochemistry; W. B. Saunders Company U. S. A.
- 23.- Rivas Mijares G. 1963. Tratamiento de Potabilización de aguas; Ed: Nuevas Gráficas S.A. de C.V. pag. 89 - 120.
- 24.- Samia Al Azharia Jahn. 1988. Using Moringa Seeds as Coagulants in developing Countries; Jour AWWA; junio 80:6:43-50.
- 25.- Samia Al Azharia Jahn. 1989. Uso apropiado de coagulantes naturales africanos para el abastecimiento de agua en el medio rural; CEPIS/OPS/OMS; Lima Perú.
- 26.- Sánchez Sánchez O. 1984. La Flora del Valle de México; Ed. Herrero; 1ra. Reimpresión, México.
- 27.- Secretaria de Agricultura y Recursos Hidráulicos;1985. Manual de la Residencia General de usos de agua y prevención de la contaminación. CEEMAREN.
- 28.- X I X Simposium internacional de química y productos naturales.1992. Monterrey N. L., México .
- 29.- Schulz R. C. Okun A. 1991. D.; Tratamiento de aguas superficiales para países en desarrollo; Ed. Limusa S. A. México.

- 30.- Standard Methods for the examination of water and wastewater. 1985. sixteenth edition; AWWA, WPCF.
- 31.- Teoría, diseño y control de los procesos de clarificación del agua.1981. CEPIS/OPS/OMS. Lima Perú.
- 32.- Webber W; Physicochemical processes for water quality control . Ed. Wiley Inter Science USA.
- 33.- Yalpan Manssur.1988. Polysaccharides, Syntheses Modifications and structure/property Relations; Ed. Elsevier, New York.

## **VI APENDICE**

## **APENDICE A**

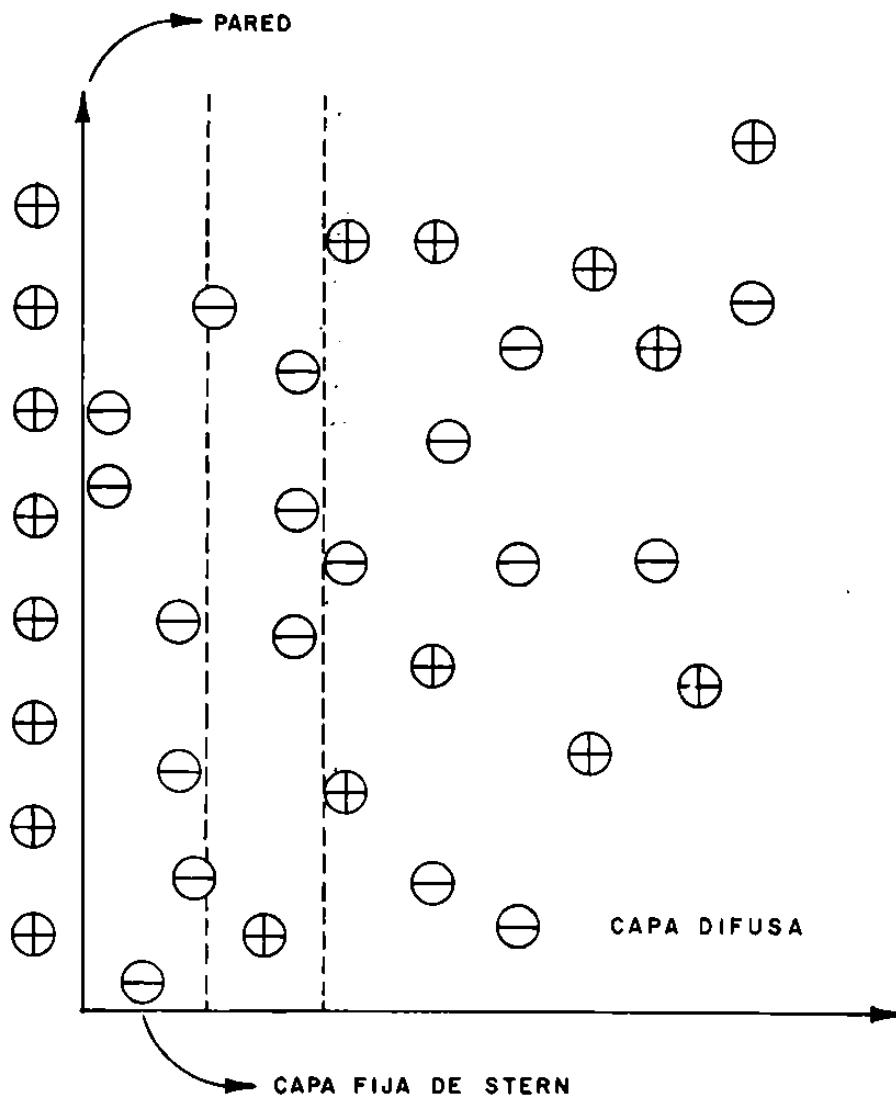


FIG. 1 MODELO FISICO DE LA DOBLE CAPA

( FUENTE No. 2 )

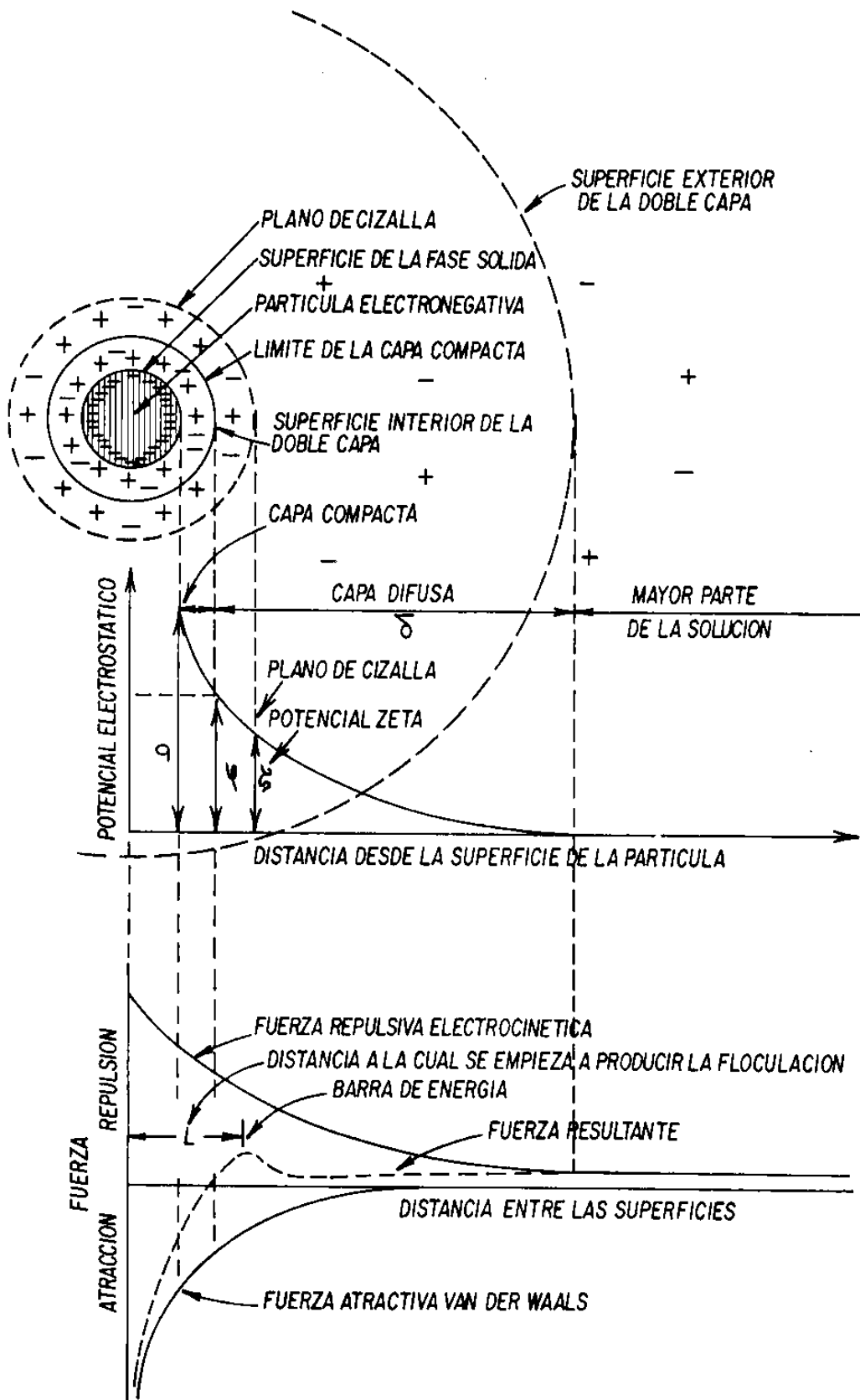
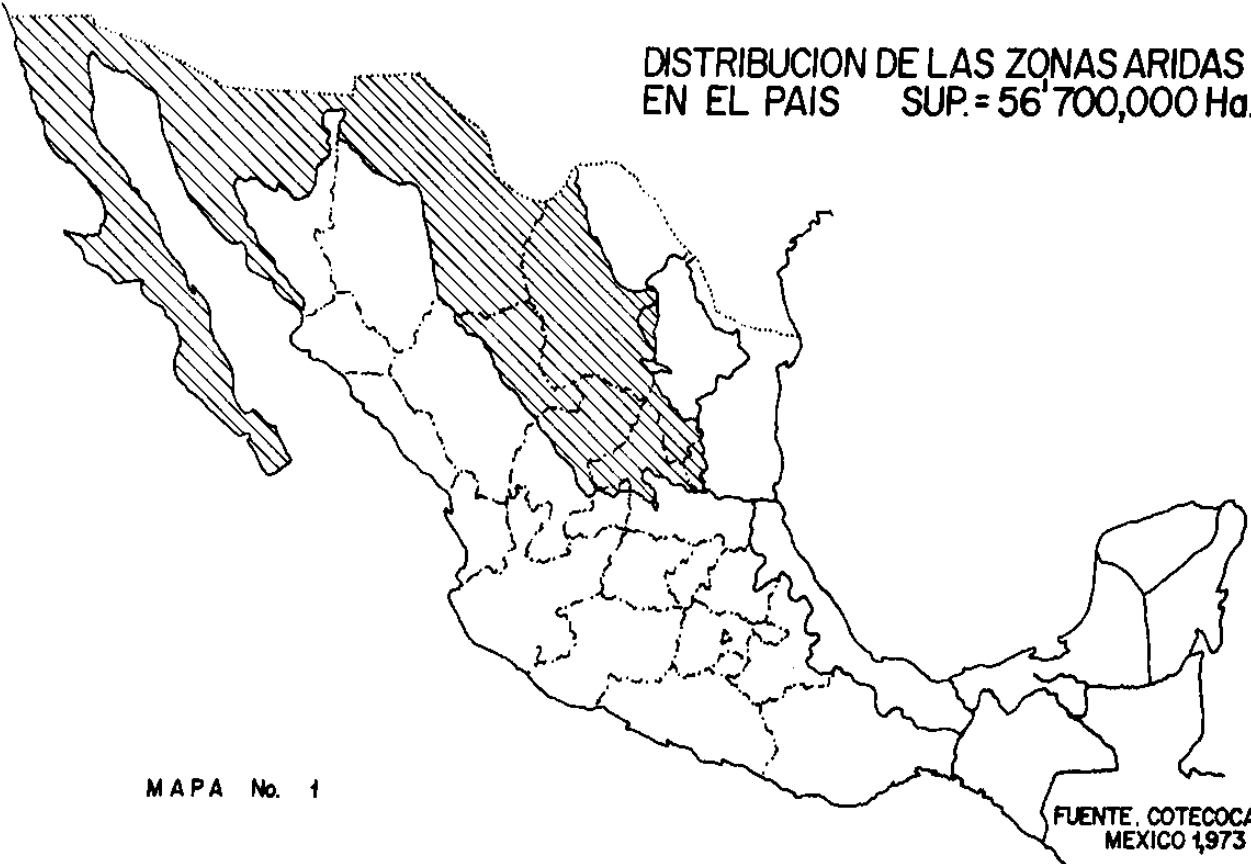


FIG. 2

( FUENTE No. 2 )

## **APENDICE B**

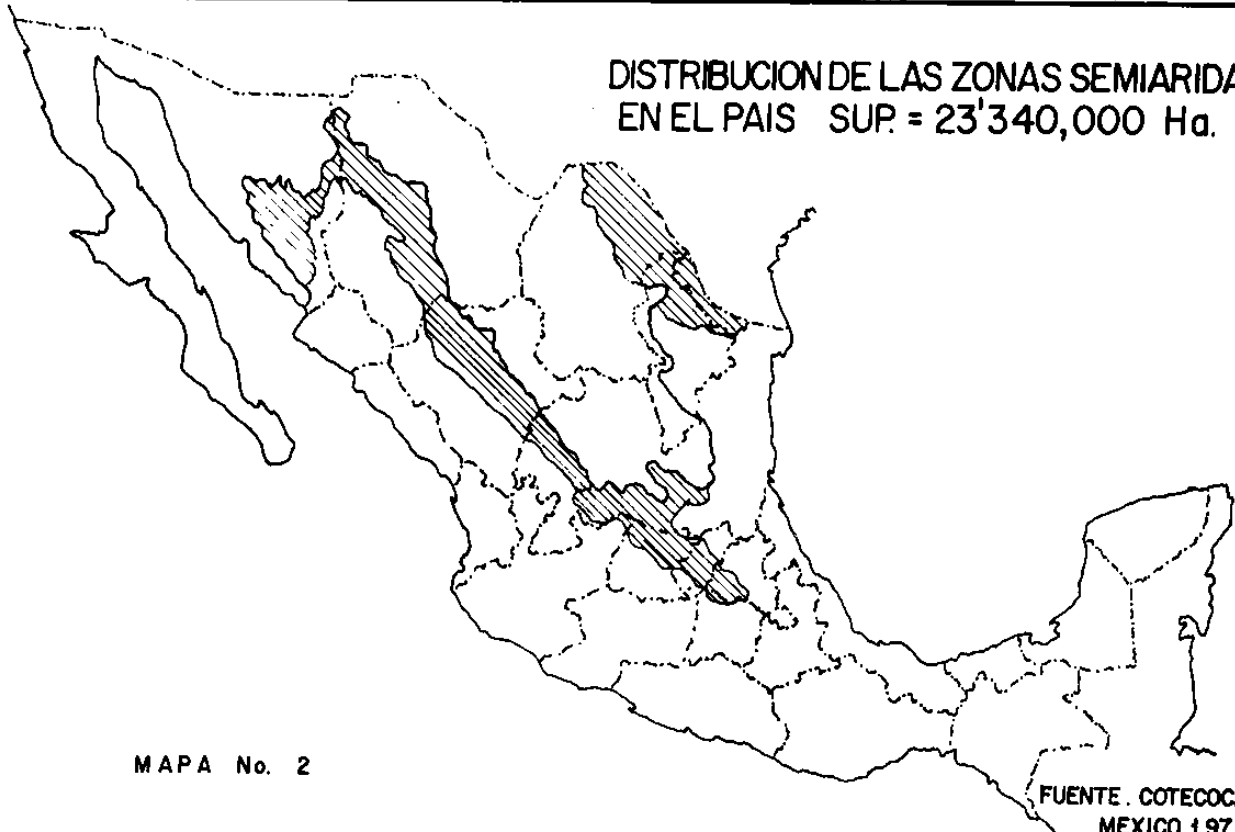
DISTRIBUCION DE LAS ZONAS ARIDAS  
EN EL PAIS SUP. = 56'700,000 Ha.



MAPA No. 1

FUENTE. COTECOCA, S.A.G.  
MEXICO 1973

DISTRIBUCION DE LAS ZONAS SEMIARIDAS  
EN EL PAIS SUP. = 23'340,000 Ha.

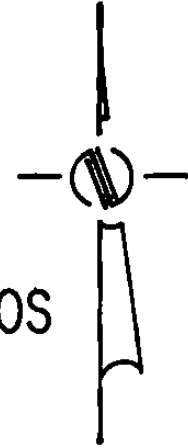


MAPA No. 2

FUENTE. COTECOCA, S.A.G.  
MEXICO 1973



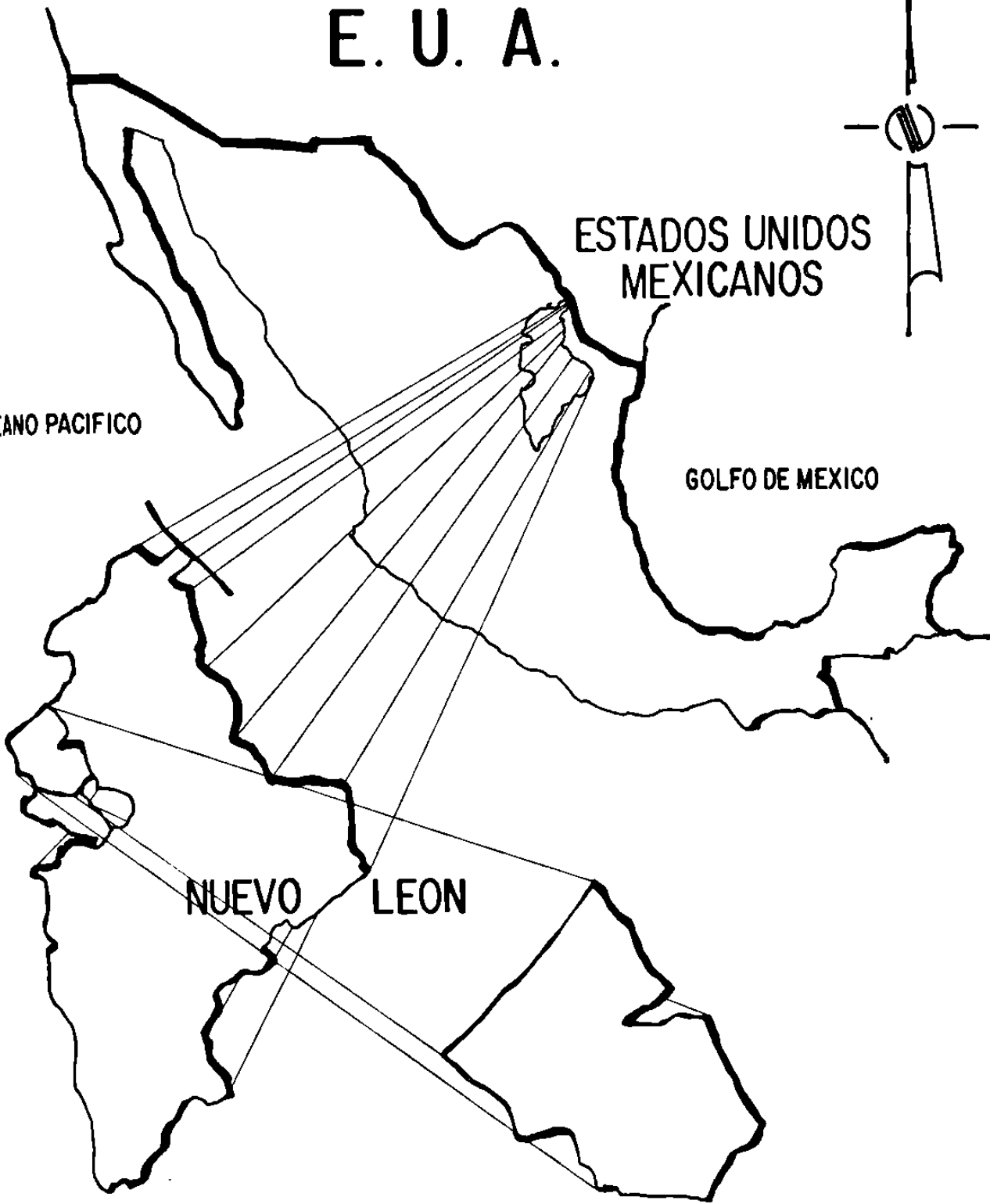
E. U. A.



ESTADOS UNIDOS MEXICANOS

OCEANO PACIFICO

GOLFO DE MEXICO



NUEVO LEON

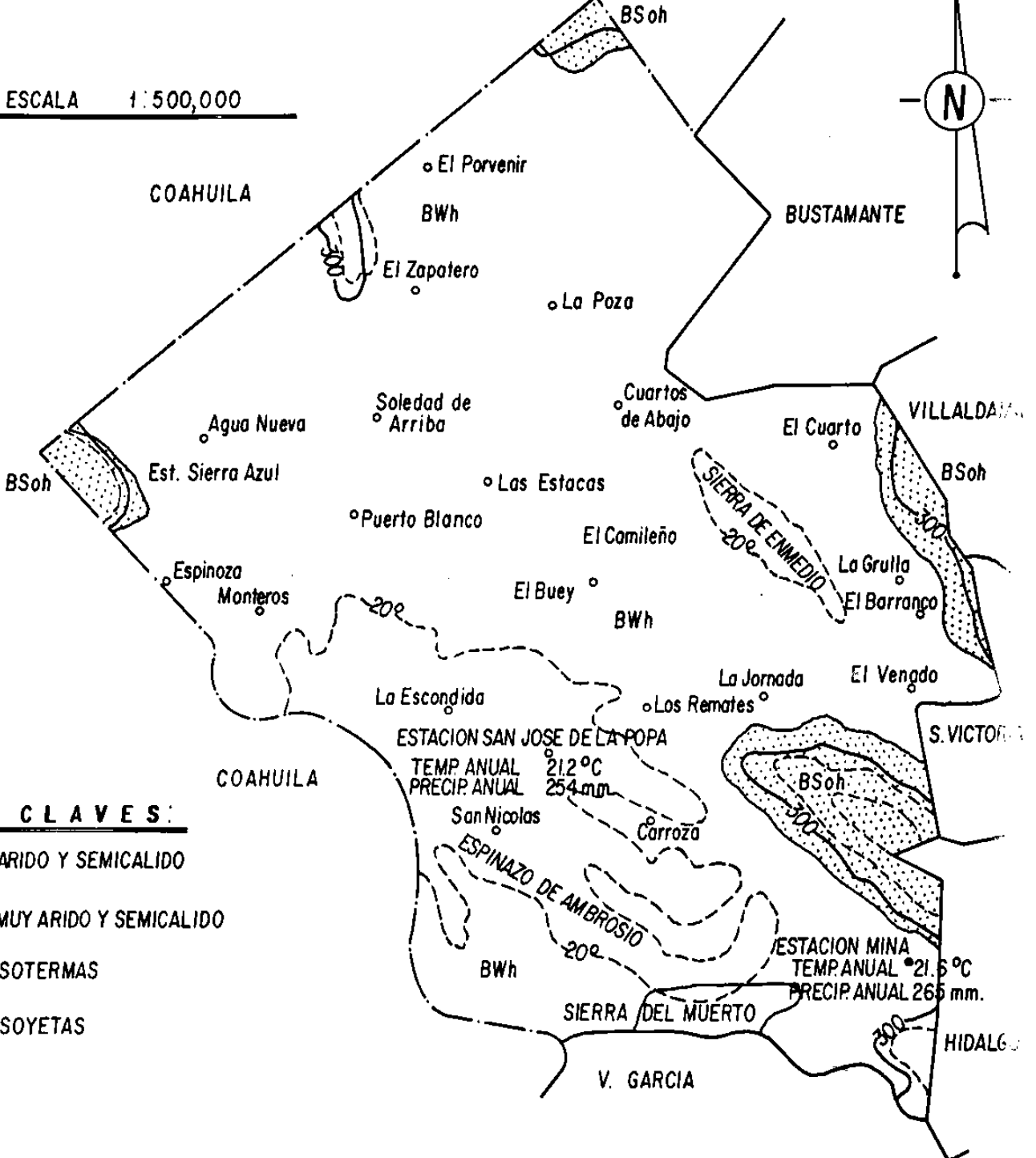
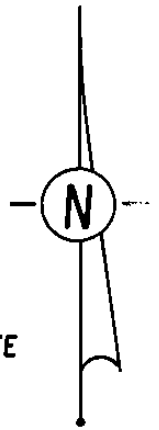
MINA, N. L.

MAPA No. 3

UNIVERSIDAD AUTONOMA DE NUEVO LEON  
FACULTAD DE INGENIERIA CIVIL  
DIVISION DE ESTUDIOS DE POSTGRADO

# CLIMAS

ESCALA 1:500,000



## CLAVES:

- BSoh ARIDO Y SEMICALIDO
- BWh MUY ARIDO Y SEMICALIDO
- ISOTERMAS
- ISOYETAS

FUENTE: MAPA BASE CARTAS DETENAL 14R-Vy 14R-VII  
 FUENTE: CARTA DE CLIMAS DE N. L. COTECOCA, S. A.

UNIVERSIDAD AUTONOMA DE NUEVO LEON  
 FACULTAD DE INGENIERIA CIVIL  
 DIVISION DE ESTUDIOS DE POSTGRADO

MAPA No. 4

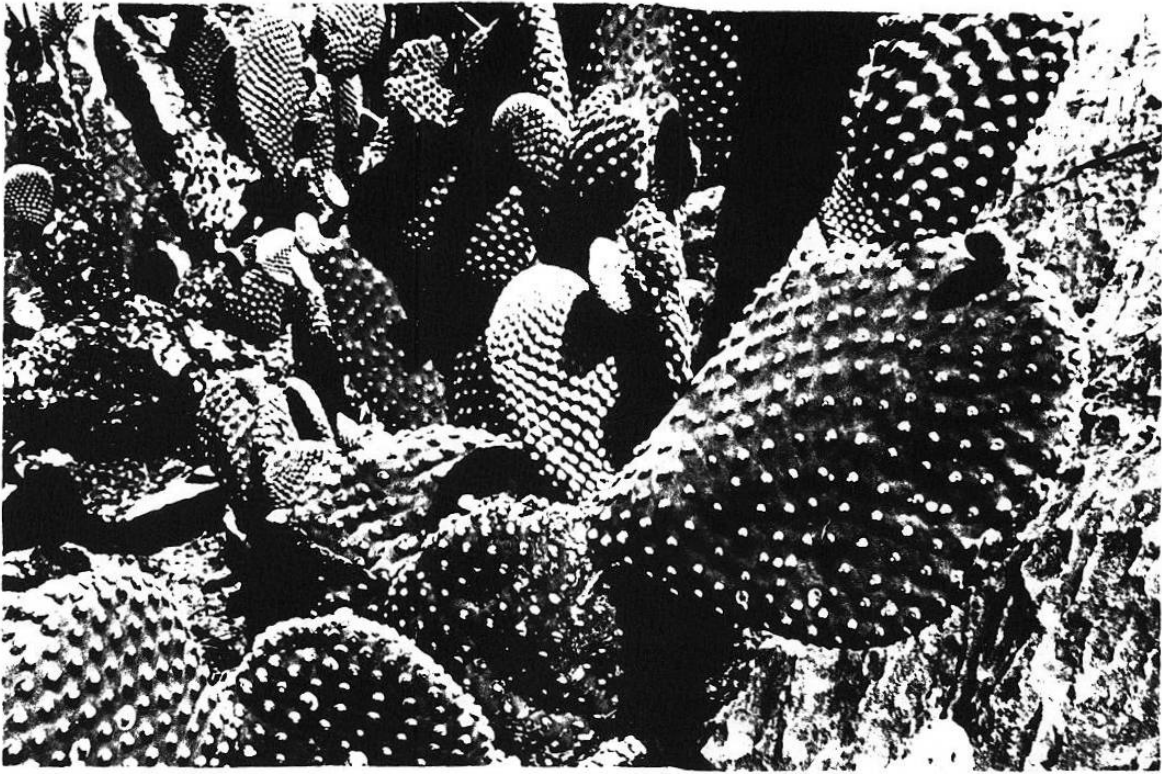
ESPECIES DE NOPAL COLECTADAS



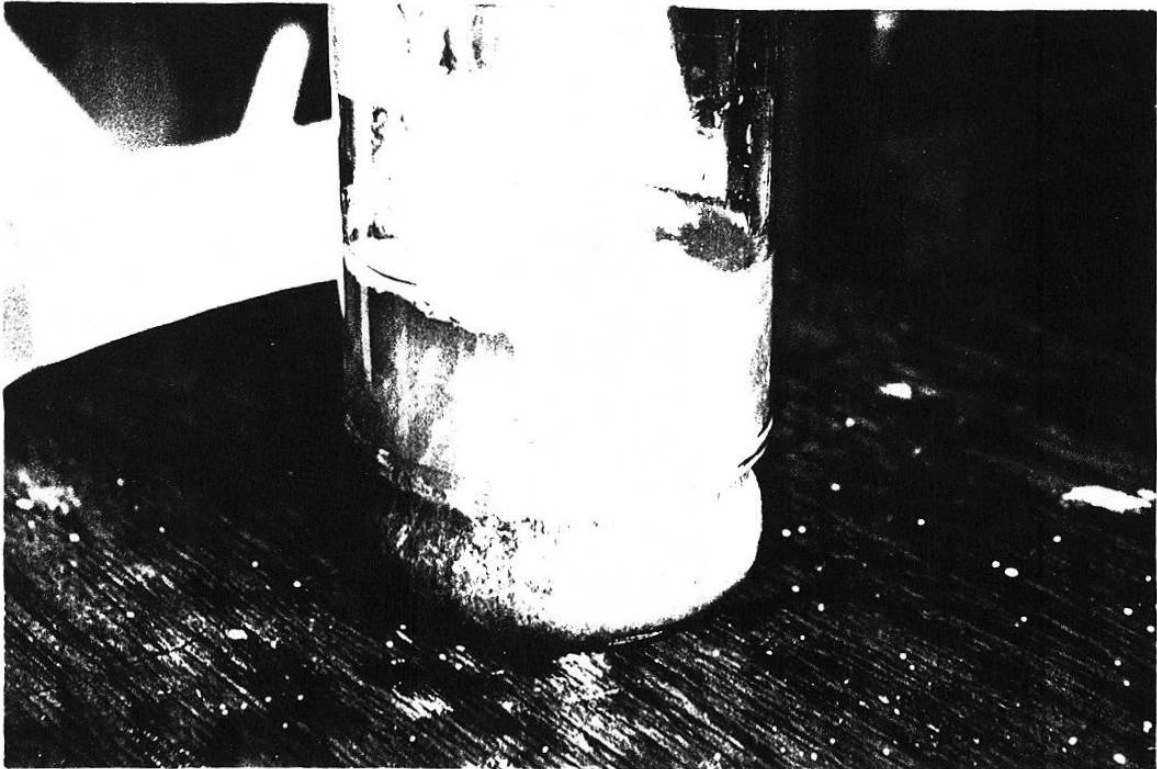
*O. imbricata*



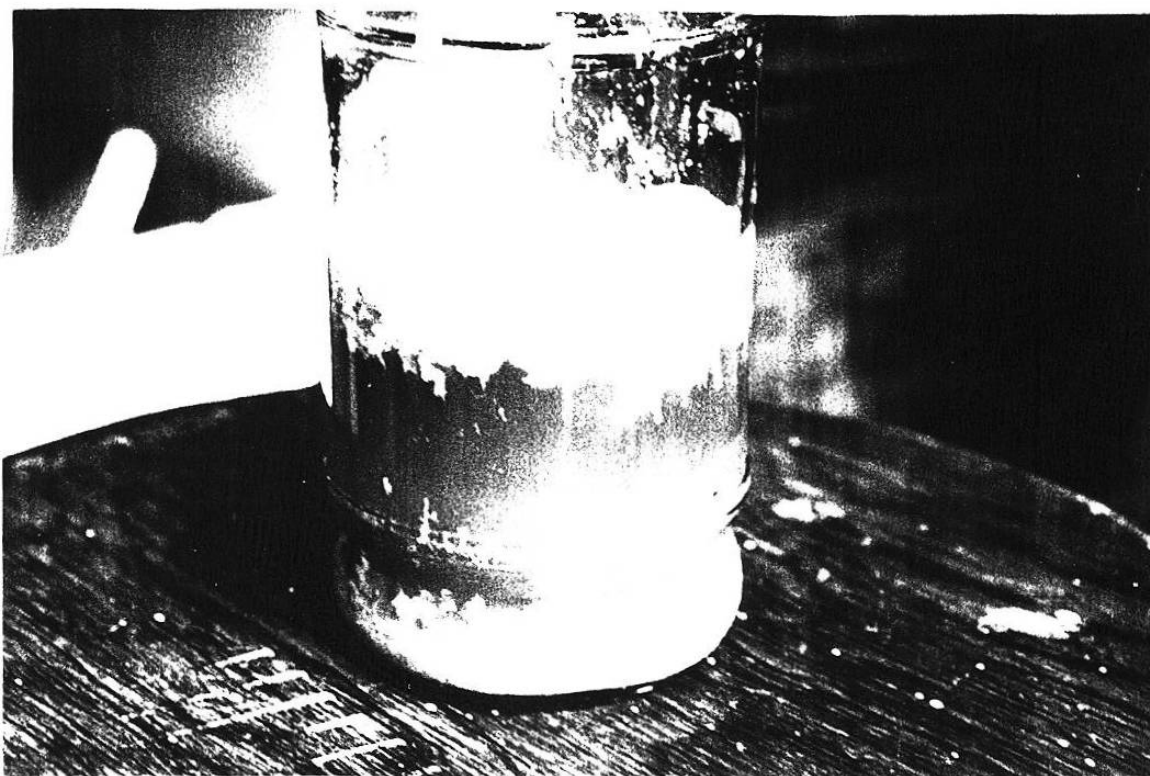
*O. lindheimeri*



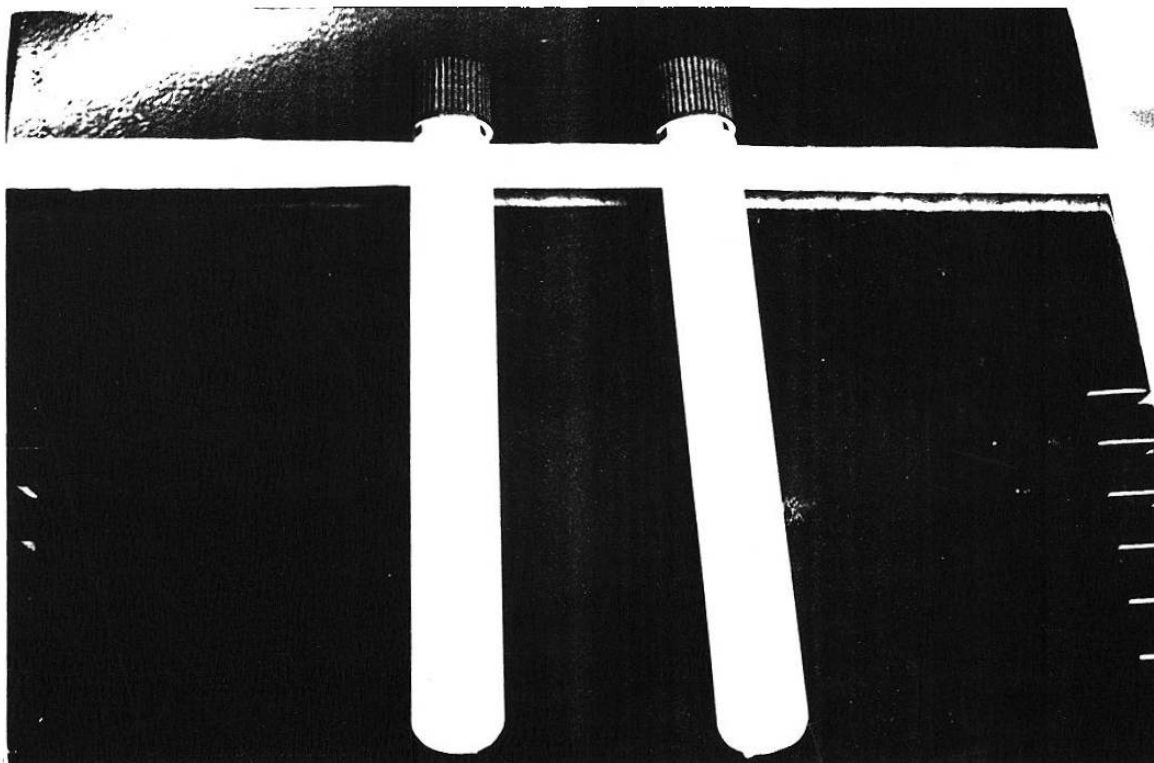
O. microdasys



EXTRACCION CON SOLVENTE



EXTRACCION CON SOLVENTE



MUESTRA DE COAGULANTE EN SOLUCION .

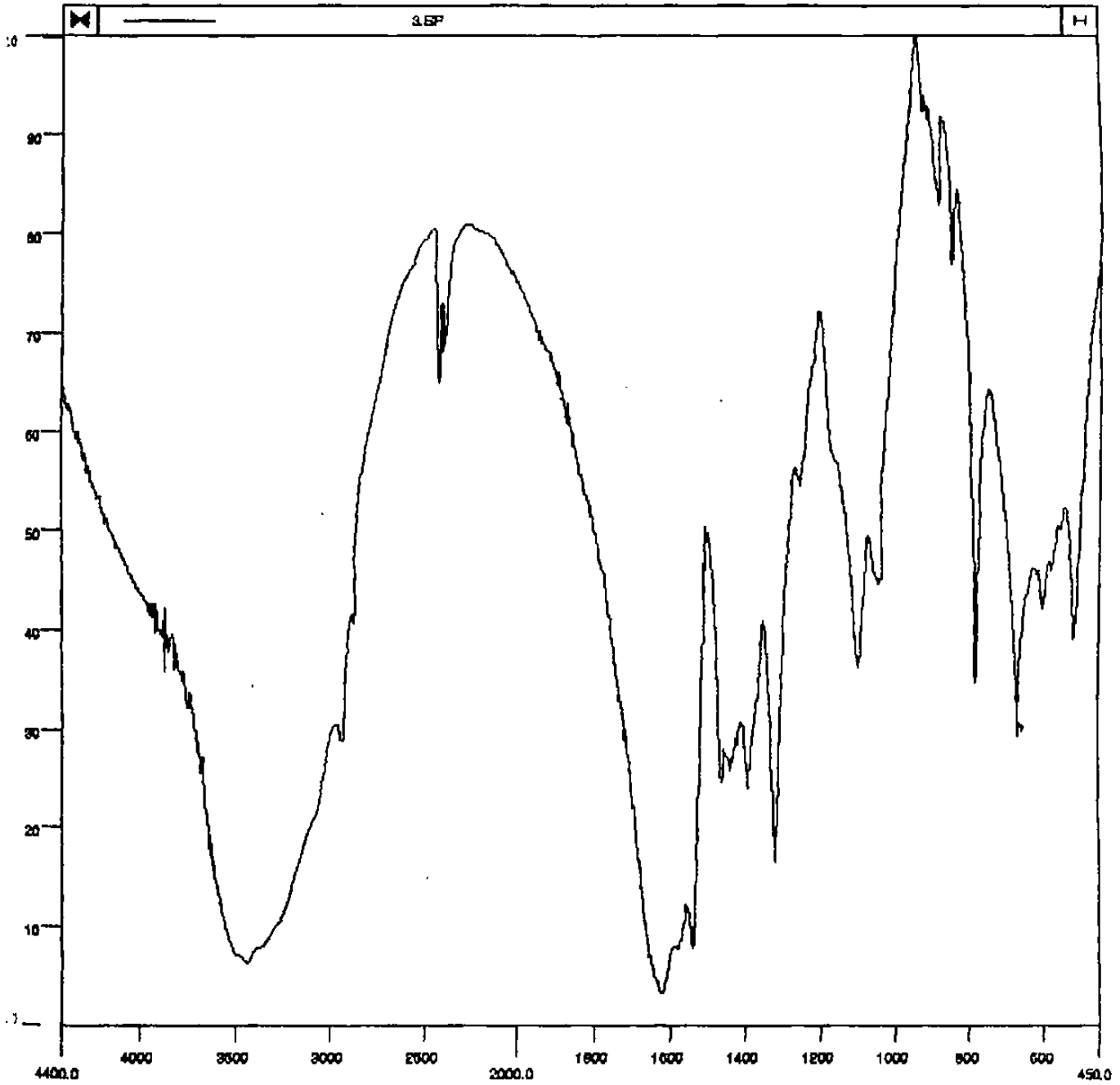
## APENDICE C

## RESULTADOS DE ESPECTROS

Los resultados observados en los espectros de infrarrojo (IR) demuestran la presencia de grupos en las bandas determinadas que son los siguientes:

GRUPOS	BANDA (cm <sup>-1</sup> )
N-H, C-H.	800
C-N,C-C,C-O.	1050-1100
OH,C-H,-CH=CH <sub>2</sub> Imino carbonatos, Fluor: CF <sub>2</sub> y CF <sub>3</sub> Aminas secundarias y primarias, Aromáticos.	1330
Aromáticos, aminas primarias Sales inorgánicas: nitritos covalentes, iminos carbonatos. Iminas.	1635-1700
N-H, aminas, OH, sales de amonio	3375-3450

Estas bandas se presentan en las tres especies de *Opuntia* (coagulante).

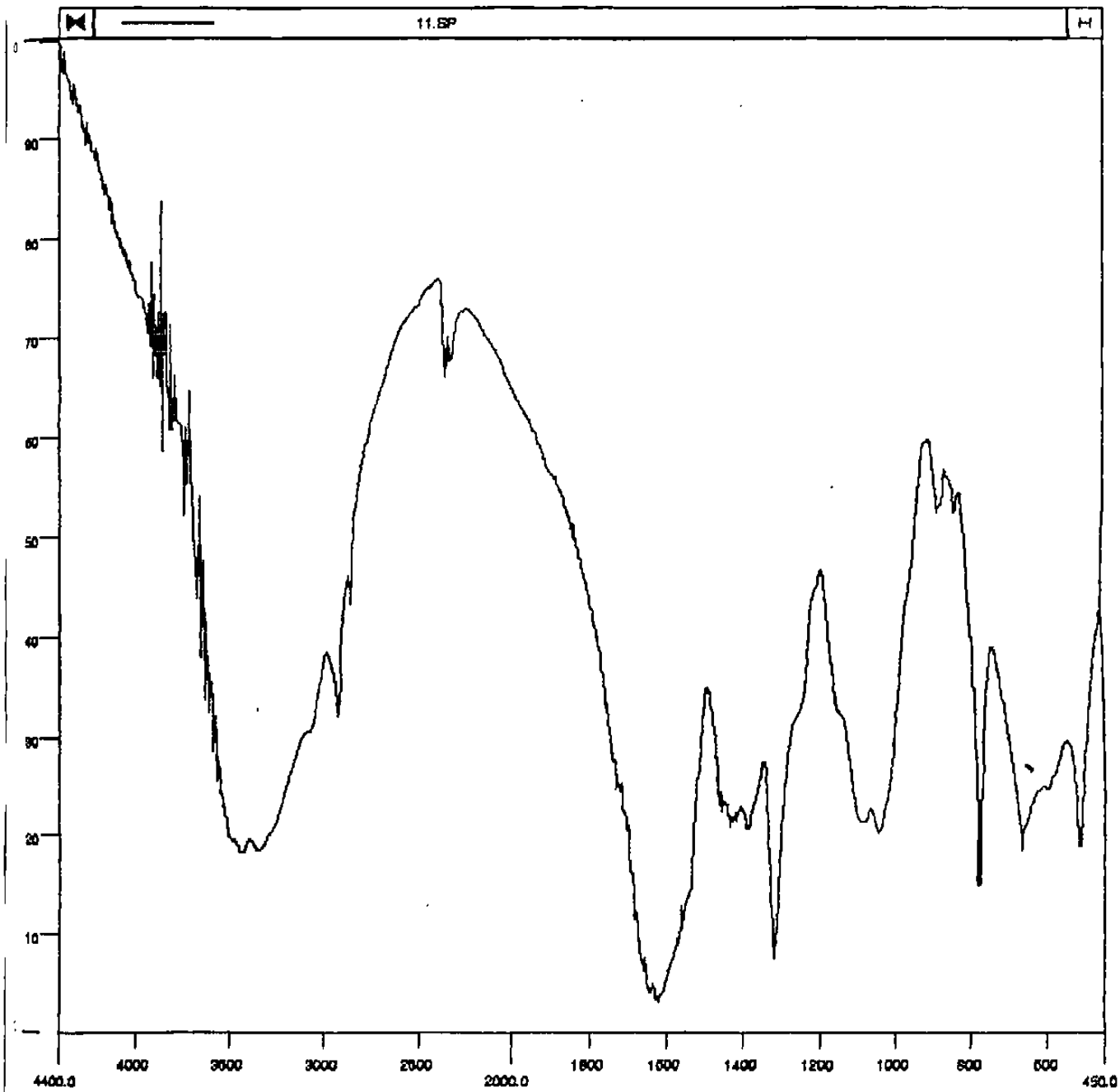


CM-1

O. lindheimeri

Filename: 3.SP Date: 83/08/16 Time: 09:59:46.00  
Resolution: 4.00 Operator:



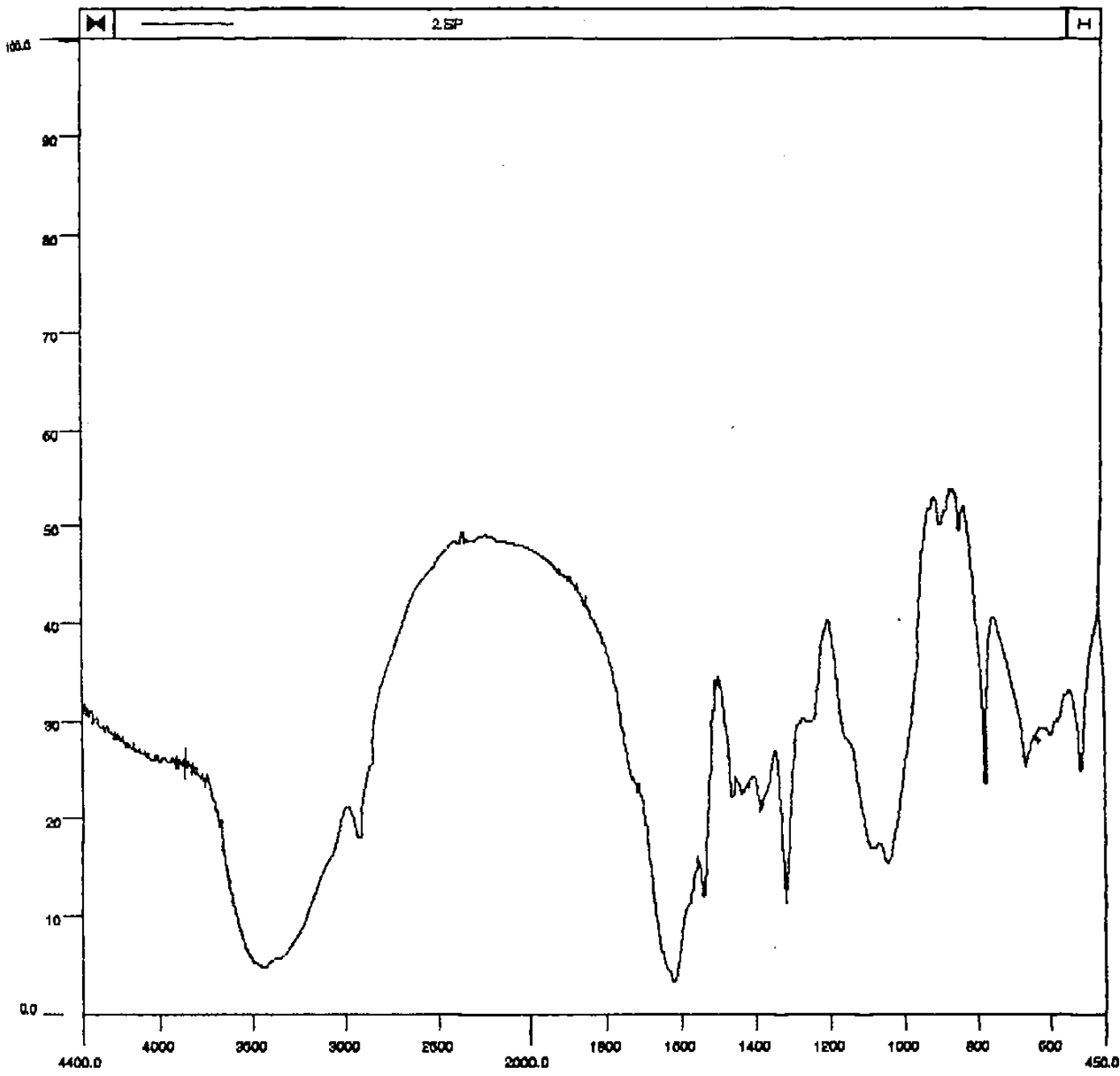


CM-1

*O. imbricata*

Filename: 11.SP Date: 93/08/16 Time: 10:17:39.00

Resolution: 4.00 Operator:



CM-1

O. microdasys

File: 2.SP Date: 93/08/16 Time: 09:48:00.00  
Resolution: 4.00 Operator:  
Path:

## RESULTADOS DE PRUEBA PARA POLISACARIDOS.

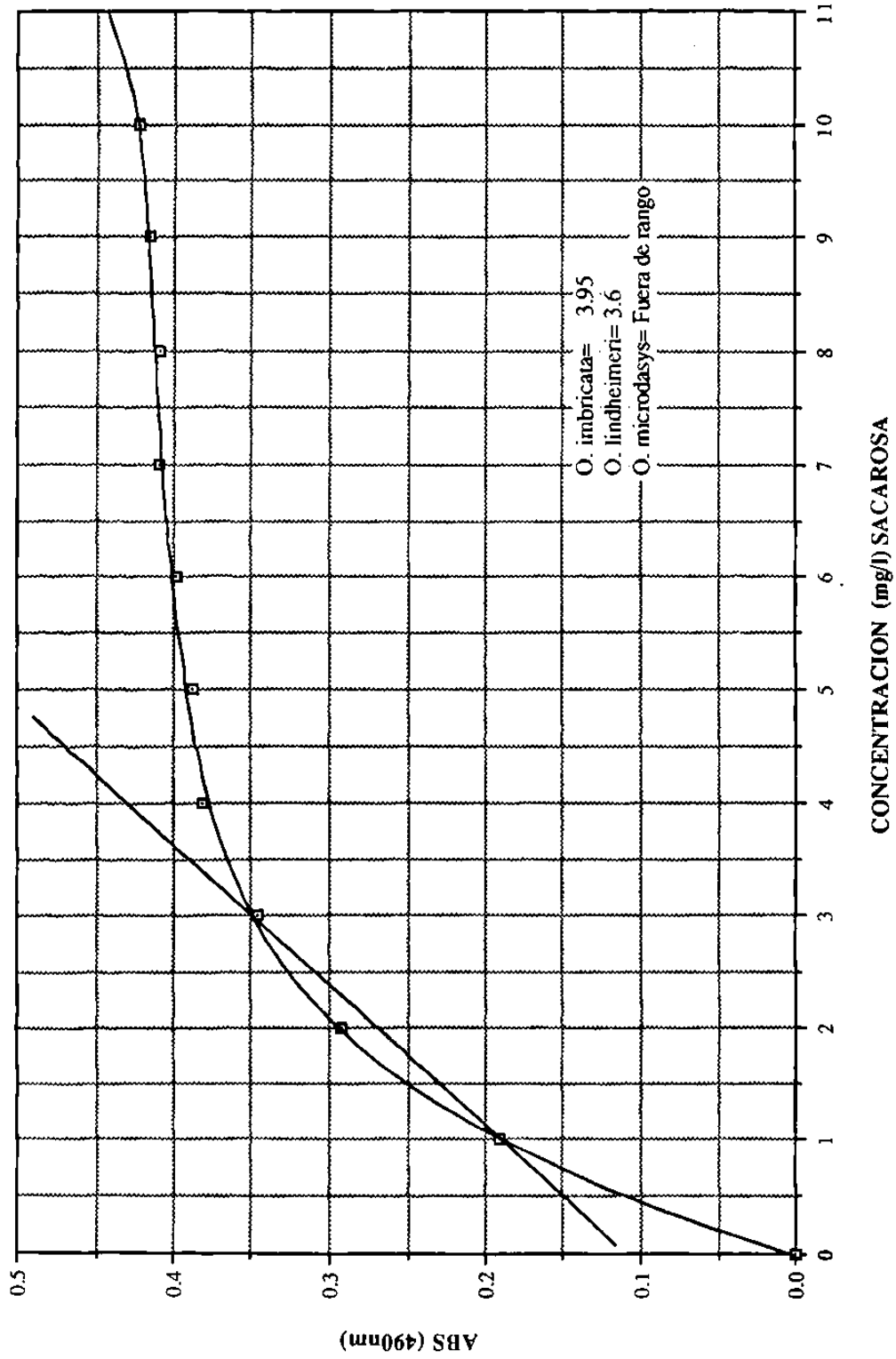
Se corre una curva patron utilizando Sacarosa al 1% (dextran se obtiene por enzimas a partir de sacarosa).

No. de muestra	Blanco	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10
Sacarosa (ml)	0	0.10	0.20	0.30	0.40	0.50	0.60	0.70	0.80	0.90	1.00
Concentración(mg/l)	0	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10
Solución de fenol. (ml)	0.80	0.80	0.80	0.80	0.80	0.80	0.80	0.80	0.80	0.80	0.80
Acido Sulfúrico (ml)	4.00	4.00	4.00	4.00	4.00	4.00	4.00	4.00	4.00	4.00	4.00
ABS (490 nm)	0.00	0.190	0.292	0.346	0.382	0.387	0.399	0.410	0.410	0.416	0.423

## MUESTRA PROBLEMA

	Blanco	1	2	3	4	5	6	7	8	9
<i>O. lindheimeri</i> (ml)	0	0.10	0.80	1.00	0	0	0	0	0	0
<i>O. microdasys</i> (ml)	0	0	0	0	0.10	0.80	1.00	0	0	0
<i>O. imbricata</i> (ml)	0	0	0	0	0	0	0	0.10	0.80	1.00
Concentración (mg/l)	0	1.00	8.00	10.00	1.00	8.00	10.00	1.00	8.00	10.00
Solución de Fenol (ml)	0.80	0.80	0.80	0.80	0.80	0.80	0.80	0.80	0.80	0.80
Acido Sulfúrico (ml)	4.00	4.00	4.00	4.00	4.00	4.00	4.00	4.00	4.00	4.00
ABS (490 nm)	0.00	0.405	0.430	0.450	0.025	0.452	0.514	0.423	0.467	0.497

# GRAFICA PATRON PARA PRUEBA DE POLISACARIDOS



## RESULTADOS EN LA DETERMINACION DE PROTEINAS

Datos de curva de calibración de Albúmina (conc. 1 mg/ml)

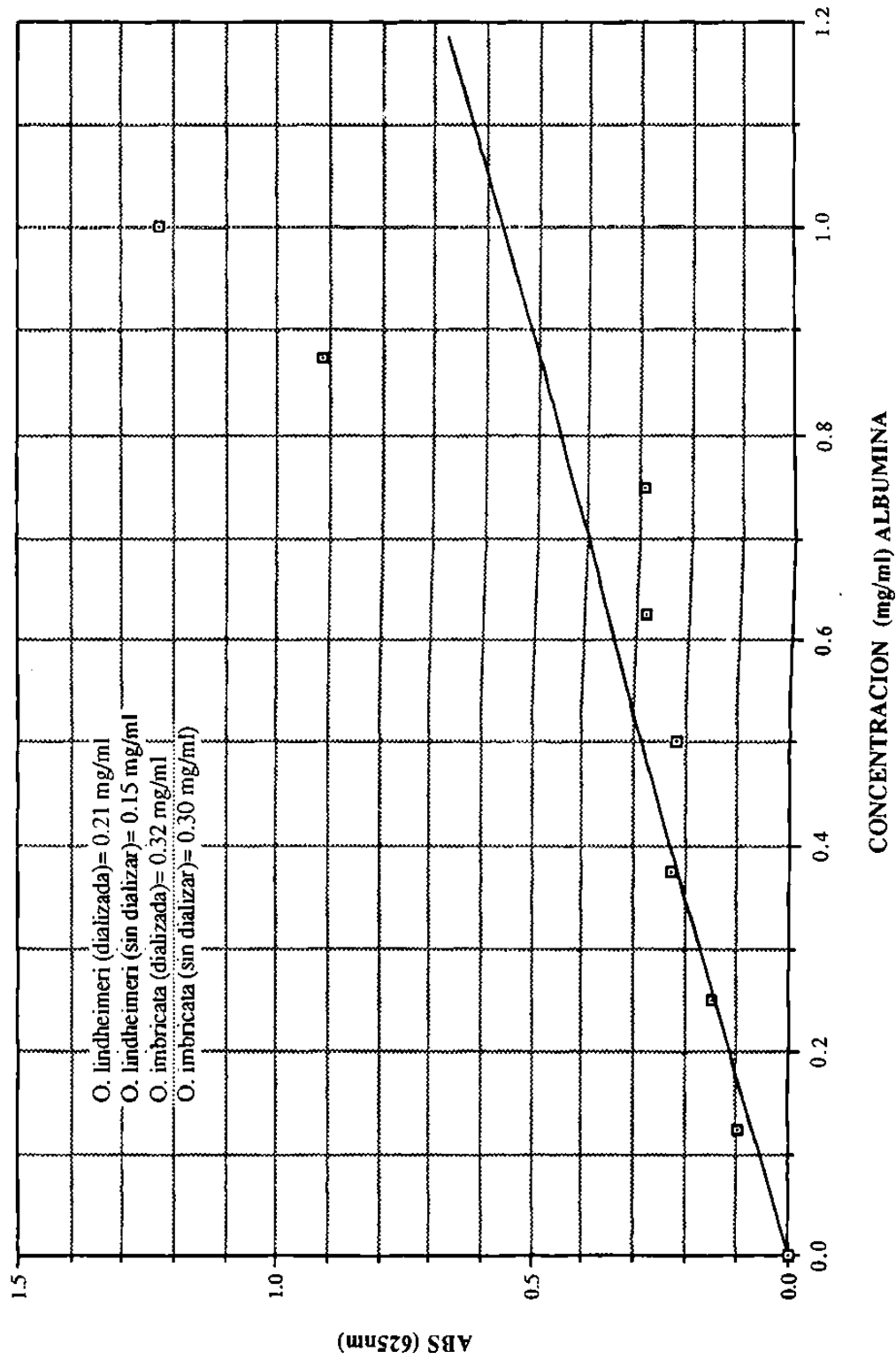
No. de la muestra	Bco.	1	2	3	4	5	6	7	8
Albúmina (ml)	0	0.125	0.250	0.375	0.500	0.625	0.750	0.875	1.000
Agua (ml)	1	0.875	0.750	0.625	0.500	0.375	0.250	0.125	0
Concentración (mg/ml)	0	0.125	0.250	0.375	0.500	0.625	0.750	0.875	1.000
Solución (A-B-C) ml	5.000	5.000	5.000	5.000	5.000	5.000	5.000	5.000	5.000
Sol'n. (Folin/Agua) ml	1.000	1.000	1.000	1.000	1.000	1.000	1.000	1.000	1.000
ABS (625 nm)	0.001	0.095	0.150	0.227	0.219	0.283	0.290	0.916	1.226

### MUESTRA PROBLEMA

No. de muestra	1	2	3	4	5
Tipo de muestra	Blanco	Dializadas	Dializadas	Sin dializar	Sin dializar
Vol'n. de muestra (ml)	1 ml H <sub>2</sub> O	1 ml ( <i>O.lind</i> )	1 ml ( <i>O.imb</i> )	1 ml ( <i>O.lind</i> )	1 ml ( <i>O.imb</i> )
Conc. (mg/ml)	0	0.010	0.010	0.010	0.010
Sol'n (ABC) ml	5.000	5.000	5.000	5.000	5.000
Sol'n (Folin/agua) ml	1.000	1.000	1.000	1.000	1.000
ABS (625 nm)	0.001	0.150	0.119	0.195*	0.180*

\* Nota : Las muestra sin dializar se les dio un tratamiento de centrifugación de 2000 rpm por un tiempo de 30 min ,estas muestras se prepararon al 1 %.

# GRAFICA PATRON PARA PRUEBA DE PROTEINAS



## APENDICE D

Pruebas con variación de pH

Agua con color		Dosisificación (mg/l)				Agua sedimentada		Observaciones
N° Jarra	pHi	Coagulante Al <sub>2</sub> (SO <sub>4</sub> ) <sub>3</sub> (mg/l)	Alcalinizante Cal hidratada (mg/l)	Ayudante Nombre: (mg/l)	pHf	Unidades de color (Escala Pt-Co)	Finales	
Unidades de color i: 200		Mezcla rapida				Floculación		Presenta los flocs mas grandes
pH agua clara: 7.45		Tiempo: 1 min.				T de S=30 min		
pH agua colorida: 7.39		Velocidad: 100 rpm				Vel: 40 rpm		Presenta los flocs inmediatamente
T °C agua=28 °C								
1	4	150	0	3.0	3.76	100	100	
2	5	150	0	3.0	4.22	100	100	
3	6	150	0	3.0	5.82	150	30	
4	7	150	0	3.0	6.58	150	20	
5	8	150	0	3.0	6.73	200	30	
6	9	150	0	3.0	7.34	250	30	
1	6.0	150	0	3.0	5.59	150	30	
2	6.5	150	0	3.0	6.29	150	30	
3	7.0	150	0	3.0	6.73	150	30	
4	7.5	150	0	3.0	6.90	200	20	
5	8.0	150	0	3.0	6.92	200	30	
6	8.5	150	0	3.0	7.0	200	30	
1	7.40	150	0	2.3	6.69	200	30	
2	7.40	150	0	2.6	6.59	200	30	
3	7.40	150	0	2.9	6.73	200	30	
4	7.40	0	0	3	7.4	200	200	
5	7.40	0	0	6	7.4	200	200	
6	7.40	0	0	9	7.4	200	200	

Nota: La variación de pH se realizó con solución de NaOH y H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> al 1%



## MUESTRA DE AGUA CON COLOR

### Pruebas de Jarras

Agua con color		Dosificación (mg/l)			Agua sedimentada	
Unidades. de color i: 200 pH agua clara: 7.8 pH agua colorida: 7.7 T °C agua=26 °C		Mezcla rápida Tiempo: 1 min. Velocidad: 100 rpm			Floculación T de F=15 min. Vel: 40 rpm	Sedimentación T de S=30 min
N° Jarra	pHi	Coagulante Al <sub>2</sub> (SO <sub>4</sub> ) <sub>3</sub> (mg/l)	Alcalinizante Cal hidratada (mg/l)	Ayudante Nombre: (mg/l)	pHf	Unid.de color final Escala (Pt-Co)
1	7.70	0	0	0	7.70	200 Blanco
2	7.70	50	0	0	6.9	300
3	7.70	100	0	0	6.65	300
4	7.70	150	0	0	6.45	75
5	7.70	200	0	0	6.21	50
6	7.70	250	0	0	5.85	50
	pHi=7.70					
1	8.77	0	48.0	0	8.57	200 Blanco
2	8.77	50	48.0	0	7.60	220
3	8.77	75	48.0	0	7.29	250
4	8.77	100	48.0	0	7.03	300
5	8.77	125	48.0	0	6.83	300
6	8.77	150	48.0	0	6.74	200
Nota: Se incrementa el pH de 7.70 a 8.77 con 48 mg/l de cal hidratada						
1	8.77	0	48.0	0	8.54	200 Blanco
2	8.77	175	48.0	0	6.65	75
3	8.77	200	48.0	0	6.53	40 **
4	8.77	225	48.0	0	6.39	40
5	8.77	250	48.0	0	6.28	40
1	8.77	0	48.0	0	8.55	200 Blanco
2	8.77	175	48.0	0	6.55	60
3	8.77	180	48.0	0	6.62	50
4	8.77	185	48.0	0	6.61	50
5	8.77	190	48.0	0	6.60	50
6	8.77	195	48.0	0	6.58	45
				O. Imbricata		
1	8.95	200	52.0	3	6.53	35 **
2	8.95	200	52.0	6	6.53	40
3	8.95	200	52.0	9	6.55	70
4	8.95	200	52.0	12	6.59	100
5	8.95	200	52.0	15	6.63	100
6	8.95	200	52.0	18	6.64	100
1	9.5	0	60.0	0	9.33	200 Blanco
2	9.5	200	60.0	0	6.9	40
				O. Imbricata		
3	9.5	200	60.0	3	7.1	35
4	9.5	200	60.0	3	7.1	35
				O Lindehimeri		
5	9.5	200	60.0	3	7.04	35
6	9.5	200	60.0	3	7.04	35

Se procedió a realizar los análisis necesarios a las muestras antes mencionadas a las cuales se les aplicó en el proceso 200 mg/l de Al<sub>2</sub>(SO<sub>4</sub>)<sub>3</sub> y 3 mg/l de coagulante natural, además de haber modificado el pH previamente de 7.8 a 9.5 unidades.

## AGUA RESIDUAL DOMESTICA

### Pruebas de Jarras

Agua residual cruda		Dosificación (mg/l)		Agua sedimentada		Observaciones visuales
Turbiedad: mas de 150ppm. T °C agua=18 °C		Mezcla rápida Tiempo: 1 min. Velocidad: 100 rpm		Floculación T de F=15 min. Vel: 40 rpm	Sedimentación T de S=30 min	Vol'n Jarras 1000 ml
N° Jarra	pHi	Coagulante Al <sub>2</sub> (SO <sub>4</sub> ) <sub>3</sub> (mg/l)	Ayudante Nombre: (mg/l)	pHf	Turbiedad (ppm)	
1	7.46	0	0	7.46	+ de 150 ppm	Blanco c/agua res. cruda
2	7.46	10	0	7.50	144	
3	7.46	20	0	7.34	72	
4	7.46	40	0	7.33	57	
5	7.46	60	0	7.24	42	
6	7.46	80	0	7.20	29	
1	7.46	0	0	7.45	+ de 150 ppm	Blanco c/agua res. cruda
2	7.46	100	0	7.18	24	
3	7.46	120	0	7.15	11	
4	7.46	140	0	7.08	6	
5	7.46	160	0	7.03	1	
6	7.46	180	0	6.87	1	
1	7.46	0	0	7.45	+ de 150 ppm	Blanco c/agua res. cruda
2	7.46	200	0	6.86	2	
3	7.46	220	0	6.82	1	
4	7.46	240	0	6.77	1	
5	7.46	260	0	6.74	1	
6	7.46	280	0	6.69	1	
1	7.46	0	0	7.45	+ de 150 ppm	Blanco c/agua res. cruda
2	7.46	0	5	7.44	96	
3	7.46	0	10	7.43	75	
4	7.46	0	15	7.41	63 **	
5	7.46	0	20	7.41	96	
6	7.46	0	25	7.41	81	
1	7.46	0	0	7.44	+ de 150 ppm	Blanco c/agua res. cruda
2	7.46	0	30	7.43	81	
3	7.46	0	35	7.43	81	
4	7.46	0	40	7.43	81	
5	7.46	0	45	7.43	96	
6	7.46	0	50	7.42	112	
1	7.46	0	0	7.45	+ de 150 ppm	Blanco c/agua res. cruda
2	7.46	0	5	7.43	94	
3	7.46	0	10	7.42	76	
4	7.46	0	15	7.41	60	
5	7.46	0	20	7.41	94	
6	7.46	0	25	7.41	85	

## AGUA RESIDUAL DOMESTICA

### Pruebas de Jarras

Agua residual cruda		Dosificación (mg/l)		Agua sedimentada		Observaciones visuales
Turbiedad: mas de 150ppm. T °C agua=18 °C		Mezcla rápida Tiempo: 1 min. Velocidad: 100 rpm		Floculación T de F=15 min. Vel: 40 rpm	Sedimentación T de S=30 min	Vol'n Jarras 1000 ml
Nº Jarra	pHi	Coagulante Al <sub>2</sub> (SO <sub>4</sub> ) <sub>3</sub> (mg/l)	Ayudante Nombre: (mg/l)	pHf	Turbiedad (ppm)	
1	7.44	0	O. imbricata 10	7.43	80	
2	7.44	0	12	7.43	75	
3	7.44	0	14	7.43	70	
4	7.44	0	16	7.43	75 ***	
5	7.44	0	18	7.43	70	
6	7.44	0	20	7.43	90	
1	7.43	80	0	7.1	22	
2	7.43	90	0	7.08	19	
3	7.43	100	0	7.06	18	
4	7.43	110	0	7.04	14	
5	7.43	120	0	7.02	12 **	
6	7.43	130	0	7.00	10	
1	7.43	80	15	7.12	11	
2	7.43	100	15	7.09	8	
3	7.43	120	15	7.03	4 //	
4	7.43	80	O. imbricata 15	7.13	10	
5	7.43	100	15	7.1	8	
6	7.43	120	15	7.05	3 //	
1	7.43	0	0	7.42	+ de 150 ppm	Blanco c/agua res. cruda
2	7.43	120	0	7.03	11	Muestras a análisis
3	7.43	120	O. lindheimeri 15	7.02	4	DQO
4	7.43	0	15	7.42	63	DBO5
5	7.43	120	O. imbricata 15	7.03	4	SST
6	7.43	0	15	7.42	65	

Nota: Se tomo un rango a elección de Al<sub>2</sub>(SO<sub>4</sub>)<sub>3</sub> entre 80 ppm a 130 ppm eligiéndose el de 120 ppm para posteriormente determinarse la dosis óptima del polímero que fué de 15 ppm para las 2 especies analizadas.

PARAMETROS INSTRUMENTALES OPTIMOS PARA PLOMO, FIERRO Y CINC.  
(Tipo de equipo: Atom-Absorptions-Spektrometer FMD4, ZEISS)

PARAMETRO	VALOR PARA CADA ELEMENTO		
	PLOMO	FIERRO	CINC
Longitud de onda (nm)	566.6	496.7	427.7
Filtro	0	0	0
Abertura de rendija (mm)	0.6	0.08	0.1
Gas soporte (aire)	15.5	15.5	15.5
Gas combustible (acetileno)	9-10	9-10	8-9
Altura de quemador (mm)	7-9	8-9	8-9

### DATOS DE LA GRAFICA DE RINGBOM PARA FIERRO.

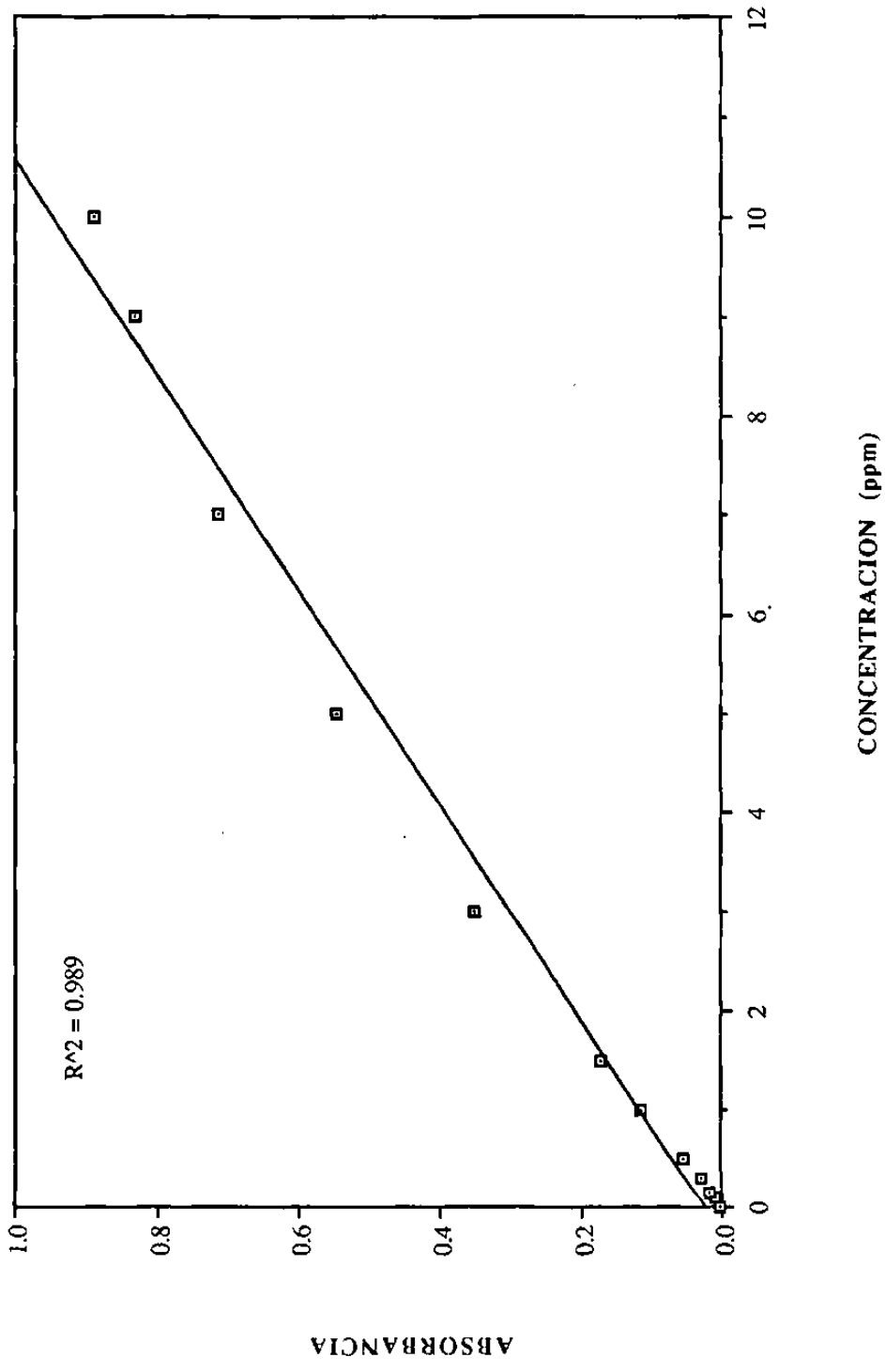
(Tipo de equipo: Atom Absorptions Spektrometer FMD4, ZEISS)

CONCENTRACION DEL ESTANDAR ppm.	ABSORBANCIA	% TRANSMITANCIA	% ABSORTANCIA.
1	0.015	96.50	3.50
5	0.082	82.72	17.25
8	0.122	75.50	24.50
10	0.151	70.50	30.50
15	0.212	61.25	38.75
20	0.273	53.25	46.75
40	0.442	36.25	63.75
50	0.495	32.09	68.00
100	0.674	21.25	78.75

### DATOS DE LA GRAFICA DE RINGBOM PARA ZINC.

CONCENTRACION DEL ESTANDAR ppm.	ABSORBANCIA	% TRANSMITANCIA	% ABSORTANCIA.
0.005	0.003	99.25	0.75
0.100	0.010	97.75	2.25
0.150	0.017	96.25	3.75
0.300	0.030	93.25	6.75
0.500	0.052	88.75	11.25
1.000	0.115	76.75	23.25
1.500	0.172	65.25	34.75
3.000	0.350	44.75	55.25
5.000	0.546	28.50	71.50
7.000	.713	19.25	80.75
8.000	.832	14.75	85.25
10.000	.889	13.00	87.00

CURVA DE CALIBRACION PARA ANALISIS  
DE ZINC. PERKIN ELMER



CURVA DE CALIBRACION PARA EL ANALISIS  
DEL FIERRO. PERKIN ELMER

