

UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA DE MEXICO

**Escuela Nacional de Estudios Profesionales
Zaragoza**



**Análisis Micológico de las Lagunas de Estabilización
de Santo Tomás Atzingo, Edo. de México**

T E S I S

Que para obtener el título de:

B I O L O G O

P r e s e n t a n :

PAUL DANTE CARRANCO BLANQUET

ARMANDO HERNANDEZ HERNANDEZ

México, D. F.

1982



Universidad Nacional
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

Biblioteca Central



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

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

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

I N D I C E

	PAGINAS
RESUMEN	1
I. INTRODUCCION	2
II. OBJETIVOS	7
III. AREA DE ESTUDIO	8
IV. METODO	12
V. RESULTADOS	21
VI. DISCUSION	31
VII. CONCLUSIONES	35
VIII. REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS	37
APENDICE 1	42
APENDICE 2	45

R E S U M E N

Se realizó un análisis micológico, mediante aislamiento, cultivo, identificación y capacidad degradadora de los hongos, en dos lagunas de estabilización que se encuentran en - - Santo Tomás Atzingo, Edo. de México, de junio a diciembre de - 1981.

Se aisló un total de 20 cepas de hongos, de las cuales 7 se identificaron hasta el nivel de especie y 13 sólo hasta - el nivel de género. De todos los hongos aislados, el único - - que pertenece al hábitat acuático es Phytium sp.

Se determinó la actividad fisiológica degradadora de los hongos aislados sobre la caseína, el almidón, los detergentes y la acumulación de ácidos grasos. A excepción de Phoma sp., todos los demás hongos aislados crecieron en el medio con detergente. Once especies presentaron actividad en relación - con la prueba de acumulación de ácidos grasos, 7 con respecto a la caseína y 4 en el caso del almidón.

I. INTRODUCCION

El agua es indispensable para cubrir las necesidades fisiológicas del hombre, la producción de alimentos, necesidades domésticas, el recreo, la producción de energía hidroeléctrica y la navegación. Dadas sus propiedades dinámicas, físicas, químicas y biológicas, el agua es capaz de facilitar la desintegración de los sólidos, la degradación de la materia orgánica y la disolución de residuos no biodegradables.

Con el incremento de la urbanización y la industrialización, las actividades del hombre dan lugar a una gama cada vez más amplia de productos de desecho, muchos de los cuales se vierten al agua sin tomar en cuenta que el poder autodepurador de ésta depende de la carga que se le administra.

En nuestra época dado que se ha cambiado bruscamente la escala de las degradaciones, la contaminación de las aguas se ha convertido en un problema vital, tanto más angustioso cuanto que las reservas de agua potable empiezan a agotarse.

En la actualidad, la mayoría de las fuentes son captadas; se obtiene agua de los ríos, se bombean las reservas de los niveles freáticos y apenas se logra con ello satisfacer la demanda. Habrá de pasar un tiempo antes que se logre desalar razonablemente el agua de mar o remolcar los "icebergs" de la Antártida. Ahora bien, a la vez que ha ido aumentando la necesidad de agua, al mismo tiempo se contaminan cada vez más los

sistemas acuáticos. Por ello, es necesario ayudar al proceso-natural de purificación, utilizando sistemas de tratamiento de aguas residuales (lodos activados, filtros de percolación, lagunas de estabilización, etc.).

Las lagunas de estabilización son la solución más adecuada para el tratamiento de aguas residuales de comunidades pequeñas en donde se dispone de terreno, ya que requieren superficies relativamente grandes. Son de construcción barata y - - - requieren un mínimo de operación, ofreciendo una significativa ventaja económica sobre los otros métodos de tratamiento biológico reconocidos (Manual de tratamiento de aguas negras, 1976).

Una laguna de estabilización es un cuerpo, relativamente poco profundo, de agua contenida en una depresión de tamaño controlado, que está diseñada para los propósitos de tratamiento biológico de aguas residuales. Los terminos "lagunas de -- oxidación", "estanques de estabilización", "estanques de oxidación" y "lagunas redox", frecuentemente usados, son sinónimos.

Las lagunas de estabilización se clasifican de varias maneras, sin embargo, la más comunmente usada está basada en la naturaleza de la actividad biológica que esta ocurriendo - en el lugar; aerobias, anaerobias y facultativas (Wastewater-Engineering, 1972).

En las lagunas aerobias, las sustancias degradables suspendidas y disueltas se estabilizan por los microorganismos aerobios abastecidos de oxígeno necesario mediante fotosíntesis - de las algas, así como por la transferencia de gas en la superficie de la laguna, algunas veces con el soporte de la aerea- - ción mecánica o difundida (Fair, 1979). En las lagunas anaero- - bias, no se requiere oxígeno disuelto, ya que la degradación -- de sustancias se lleva a cabo por los microorganismos anaero- - bios. Las lagunas facultativas, presentan tres zonas: a) una - zona superficial donde existen microorganismos aerobios y algas; b) una zona anaerobia en el fondo en la que los sólidos que se acumulan son activamente descompuestos por microorganismos anaerobios y c) una zona intermedia que es en parte aerobia y en parte anaerobia, en la que la degradación de sustancias es realizada por microorganismos facultativos.

Las lagunas de estabilización son el hábitat de una enorme variedad de seres vivos, todas las algas, bacterias, hongos, protozoarios y otros organismos que se encuentran ahí se reproducen en la medida en que disponen de alimento, constituyendo una población heterogénea cuyos elementos compiten por un mismo alimento o viven parásitándose unos a otros. El resultado neto es que el material aportado por el agua residual queda convertido - parcialmente en materia celular; sin embargo, esta conversión no puede producirse sin energía, y para aportar esa energía, los -- procesos bioquímicos han de descomponer una cantidad de sustrato

alimenticio mayor que la requerida para la reproducción celular. De esta forma, las bacterias y los hongos consumen materia altamente energética y dan lugar a un producto final de bajo contenido energético tal como el anhídrido carbónico (Gloyna, 1971).

En las lagunas de estabilización la mayoría de los hongos son saprobios y sólo algunos pueden actuar como depredadores de protozoarios, nemátodos y rotíferos (Maio, 1968).

Las sustancias utilizadas por los hongos son muy variadas, azúcares simples, almidones, celulosa, ácidos orgánicos, algunas proteínas o sus bloques de construcción, los aminoácidos, pueden satisfacer sus necesidades siempre y cuando los nutrientes minerales necesarios estén presentes (Bessey, 1978).

Investigadores de diferentes países del mundo han realizado estudios referentes a la acción de algunos hongos filamentosos, que están presentes en las aguas residuales y domésticas, sobre algunos sustratos que también se encuentran ahí. Entre estos podemos citar los siguientes: El de la utilización de hidrocarburos en forma de aceite de motor (Cooke, 1956), o sobre los elementos que se obtienen de la manufactura del papel (Wang, - - 1965); el de la descomposición del algodón o de otros materiales hechos a base de celulosa (Cooke, 1969); y el de la hidrólisis caseína (Martínez, 1973).

En México, solamente se han realizado dos estudios sobre hongos filamentosos en cuerpos acuáticos; el de Martínez (1973) en el río Coatzacoalcos, Ver. y el de Lacy y Rivera (1982) en las lagunas de estabilización de Almoloya del Río, Edo. de México. De estos estudios, solamente en el primero se realizaron pruebas de degradación con los hongos aislados; siendo el presente estudio el primero en el que se realizan pruebas de degradación con los hongos aislados de las lagunas de estabilización.

II. OBJETIVOS

- Aislar e identificar mediante cultivo, los hongos filamentos presentes en las lagunas de estabilización de Santo - - Tomás Atzingo.

- Estudiar la capacidad que tienen los hongos aislados en las lagunas de Santo Tomás Atzingo, para degradar algunos sus--tratos.

- Relacionar la presencia de los hongos con algunos paráme --tros fisicoquímicos en las lagunas de estabilización de Santo Tomás Atzingo.

- Establecer la importancia de los hongos aislados en las la--gunas de Santo Tomás Atzingo, en la purificación del agua.

III. AREA DE ESTUDIO

Las dos lagunas de estabilización que se estudiaron se encuentran ubicadas en Santo Tomás Atzingo, Municipio de Tlalmamalco de Velázquez, Edo. de México.

El pueblo de Santo Tomás Atzingo, limita al norte con el pueblo de San José Zavaleta y al este con San Antonio Tlaltecahuacan (ver fig. 1 y 2). Su altura sobre el nivel del mar es de 2475 m, siendo el clima predominante templado subhúmedo con lluvias en verano. La temperatura media es 14.1 °C, con una temperatura máxima de 29 °C y mínima de -3 °C.

La población actual es de alrededor de 1000 habitantes. El tipo de efluente de agua potable es el sistema Morelos, contando con tomas domiciliarias el 80% de las casas habitación.

El poblado está completamente electrificado y cuenta con servicio de correo y autotransporte de 1a. y 2a. clase. -- Las fuentes principales de trabajo de los habitantes son la agricultura (alfalfa, trigo y maíz) y la ganadería (ganado vacuno y ovino), (Estado de México, 1975).

El vertimiento de los desechos del poblado llega a una de las lagunas a través de un sistema entubado en su totalidad.

El tipo de desechos que llega a las lagunas es exclusi

vamente de tipo doméstico.

Cada laguna presenta una longitud de 41.81 m de largo por 14.6 m de ancho con una profundidad promedio de 1.50 m. La superficie total de tratamiento de las lagunas es de 1220.85 m².

---- Carreteras
● Poblaciones

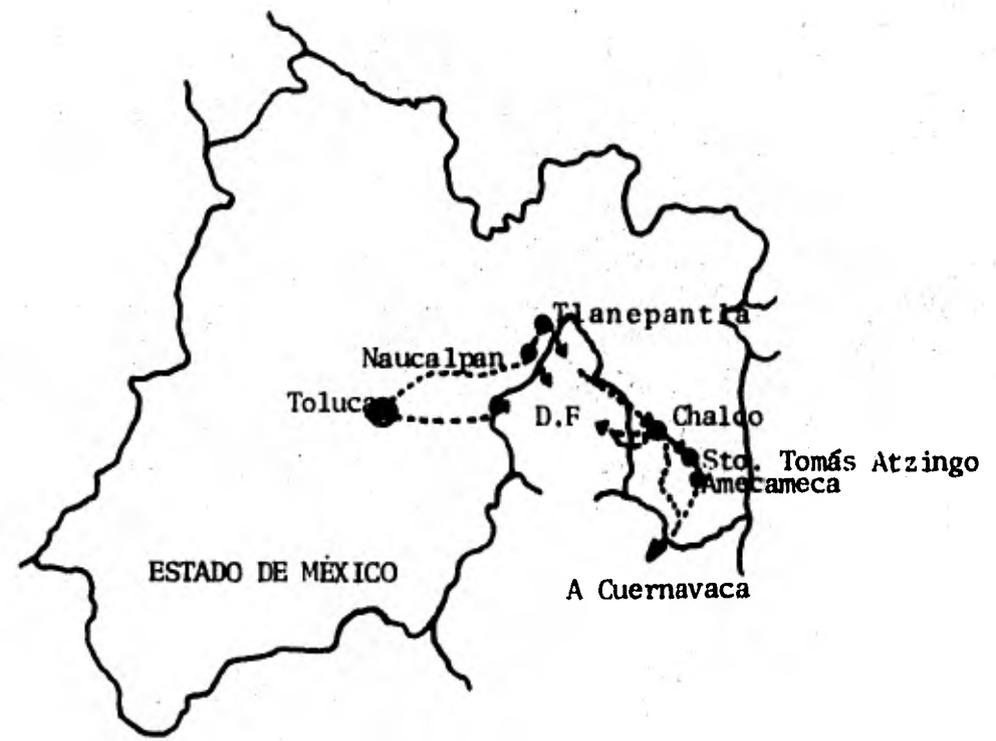


Fig. 1. LOCALIZACION DE SANTO TOMAS ATZINGO EN EL ESTADO DE MEXICO



Fig. 2. POBLACIONES QUE LIMITAN CON SANTO TOMAS ATZINGO

IV. METODO

Se realizaron 8 muestreos, los primeros 5 con una periodicidad de 15 días y los otros 3 se realizaron mensualmente, desde junio a diciembre de 1981, abarcando las estaciones de verano y otoño. Se eligieron 3 estaciones de muestreo, las cuales se presentan en la fig. 3.

En los 3 primeros muestreos sólo se tomaron muestras de las estaciones 1 y 2, ya que la segunda laguna aún no comenzaba a llenarse.

1. METODOLOGIA PARA HONGOS TERRESTRES

1.1. Muestreo.

Se tomaron muestras de agua a nivel de superficie, usando botellas Nansen que se esterilizaron previamente a 15 libras de presión durante 15 minutos. Para tomar la muestra se sumergió la botella cerrada, con el cuello hacia abajo, se destapó y giró de modo que el cuello quedó ligeramente más elevado que la base. Una vez llenas las 3/4 partes de la botella, se tapó y se sacó. Tomadas las muestras se mantuvieron en hielo, hasta su análisis en el laboratorio. El intervalo que transcurrió entre la recolección y el análisis nunca excedió las 6 horas (Standart methods for the examination water and wastewater, 1976).

1.2. Aislamiento.

El aislamiento de los hongos se realizó por el método de diluciones en placa vaciada; se realizaron diluciones hasta 10^{-4} , sembrándose cada dilución por duplicado. Adicionalmente, también por este método se sembraron muestras de tierra de los cultivos de maíz, trigo y alfalfa, aledaños a las lagunas. El medio de cultivo que se utilizó fue el de agar papa dextrosa, modificado con rosa de Bengala y estreptomina (ver apéndice 1). Las cajas se incubaron a temperatura ambiente y se efectuó la lectura a los 5 días. Cada colonia que presentó características macroscópicas distintas se aisló por transplante y resiembra por punción en el centro de nuevas cajas con agar papa dextrosa (sin modificar) y agar maltosa Sabouraud (ver apéndice 1).

Todas las colonias puras se sembraron en tubos con agar papa dextrosa inclinado.

1.3. Identificación.

Una vez obtenidas las colonias puras, se procedió a su identificación, utilizando preparaciones en fresco y mediante la técnica de microcultivo descrita por Ridell (Martínez, 1973).

En la técnica de microcultivo se utilizó una caja de Petri con una varilla de vidrio doblada en "V" y sobre ésta un portaobjetos y un cubreobjetos. La caja se esterilizó a 15 libras de presión, durante 15 minutos. Sobre el portaobjetos se colocó un cuadro (1 x 1 cm y 0.3 cm de grosor) de agar papa -- dextrosa, que se utilizó como medio de cultivo.

El agar se inoculó en cada una de sus caras laterales con el hongo y se le colocó el cubreobjetos.

Con el objeto de mantener la humedad se adicionó a la caja 10 ml de glicerol estéril, al 10%. La caja se incubó a temperatura ambiente hasta observar una esporulación característica, después de lo cual, se eliminó el glicerol con una -- pipeta y se adicionó formol al 10%, que actuó como fijador. -- Después de 1 hora, se sacó el portaobjetos y se separó el cubreobjetos eliminando el agar.

El cubreobjetos del microcultivo se colocó sobre un portaobjetos limpio, al cual se le puso una gota de azul de -- algodón acético (ver apéndice 1) y se selló con esmalte de -- uñas. Lo mismo se realizó con el portaobjetos del microcultivo, utilizando un cubreobjetos limpio.

La identificación de los hongos se realizó observando las preparaciones al microscopio de campo claro, utilizando --

los objetivos de 10 x y 40 x. La identificación se basó fundamentalmente en las claves de Cooke (1963), Barron (1968), Zycha (1969), Gilman (1971) y Barnett y Hunter (1972).

1.4. Estudio de la Actividad Fisiológica.

Los hongos aislados e identificados se sembraron en diferentes sustratos para estudiar la capacidad de degradación de éstos.

1.4.1. Producción de Amilasa.

Se determinó la producción de amilasa a partir de la hidrólisis del almidón, inoculando el hongo en el centro de una caja de Petri con el medio Czapek-almidón (ver apéndice 1) y se incubó a temperatura ambiente durante 7 a 14 días. Un halo claro alrededor de la colonia, después de poner unas gotas de lugol sobre el crecimiento indicó que la prueba era positiva.

1.4.2. Acumulación de Acidos Orgánicos.

Para demostrar la acumulación de ácidos orgánicos se utilizó la técnica descrita por Foster (1949), que se basa en el cambio de coloración del indicador verde de bromocresol, que se agrega al medio de cultivo (ver apéndice 1); que a un

pH alcalino es de color azul y en presencia de ácido se torna amarillo. El hongo se inoculó en el centro de la caja de Petri y se incubó a temperatura ambiente durante 7 a 14 días, - la presencia de una coloración amarilla alrededor de la colonia, que en algunas ocasiones se difunde a todo el medio, pone de manifiesto la acumulación de ácidos orgánicos.

1.4.3. Producción de Proteasa.

Para observar la producción de proteasa a partir de la hidrólisis de la caseína, en hongo se inoculó en el centro de una caja de Petri con el medio (ver apéndice 1), preparado según la técnica de Hastings (Gordon, 1955). La prueba fue positiva cuando se formó una zona transparente alrededor del crecimiento después de incubar la caja a temperatura ambiente durante 7 a 14 días.

1.4.4. Degradación de detergentes.

Para observar el comportamiento de los hongos ante la presencia de detergentes se preparó un medio con agar base y un detergente aniónico (alquil aril sulfonato de sodio) en tres distintas proporciones (10, 500 y 5000 mg/1). El hongo se inoculó en el centro de una caja de Petri y se incubó a temperatura ambiente durante 7 a 14 días. La prueba fue positiva cuando se observó un crecimiento del hongo en este medio.

2. METODOLOGIA PARA HONGOS ACUATICOS

El aislamiento de hongos acuáticos se realizó utilizando la técnica descrita por Cooke (1963).

En frascos de boca ancha de 125 ml, se colocaron semillas de frijol, lenteja y garbanzo (partidas a la mitad), - al igual que cuadros de papel celofán (1.5 x 1.5 cm). Antes de tapar el frasco se colocó sobre la boca del mismo una gasa doble que se fijó con una liga y se tapó con papel aluminio. El frasco se esterilizó a 15 libras de presión, durante 15 minutos.

Los frascos sin el papel aluminio, se colocaron en cada una de las estaciones de muestreo. Después de un día, - los frascos se taparon y se llevaron al laboratorio.

En el laboratorio se destaparon nuevamente y se mantuvieron así durante tres días. Después se colocaron las semillas en cajas de Petri estériles, utilizando como medio de cultivo agua de las lagunas, esterilizada a 15 libras de presión, durante 15 minutos. Después de tres a cinco días de -- incubación, se procedió a la identificación.

Para observar al microscopio los hongos acuáticos, - se hicieron cortes de las semillas y se colocaron sobre un --

portaobjetos, los cuadros de papel celofán se colocaron directamente y se observaron in vitro con el objetivo seco débil.

La identificación se realizó utilizando, principalmente, las claves de Cooke (1963).

3. METODOLOGIA PARA PARAMETROS FISICOQUIMICOS

Se determinaron los siguientes parámetros fisicoquímicos: temperatura, pH, oxígeno disuelto (OD), demanda bioquímica de oxígeno al quinto día (DBO_5), sulfatos ($SO_4^{=}$), fosfatos ($PO_4^{=}$) y detergentes.

Todos los parámetros se determinaron utilizando los métodos descritos en el Standart methods for the examination-water and wastewater (1976).

La temperatura, pH y OD se determinaron in situ, utilizando el termómetro de mercurio, potenciómetro y el método de la azida modificada, respectivamente. Los sulfatos y fosfatos se determinaron utilizando los métodos colorimétricos, mientras que los detergentes se determinaron mediante el método de azul de metileno.

Para determinar DBO_5 , $SO_4^{=}$ y $PO_4^{=}$ se realizaron muestreos mensuales durante 5 días, a lo largo de las 24 horas. -

Se tomaron muestras cada hora en frascos de boca ancha de --
125 ml. Las muestras tomadas en un período de 24 horas se --
mezclaron en volúmenes proporcionales al gasto, para formar -
una muestra compuesta de 1 litro y se mantuvieron en hielo, -
hasta su análisis en el laboratorio.

○ Ubicación de las
estaciones de mues_
treo.

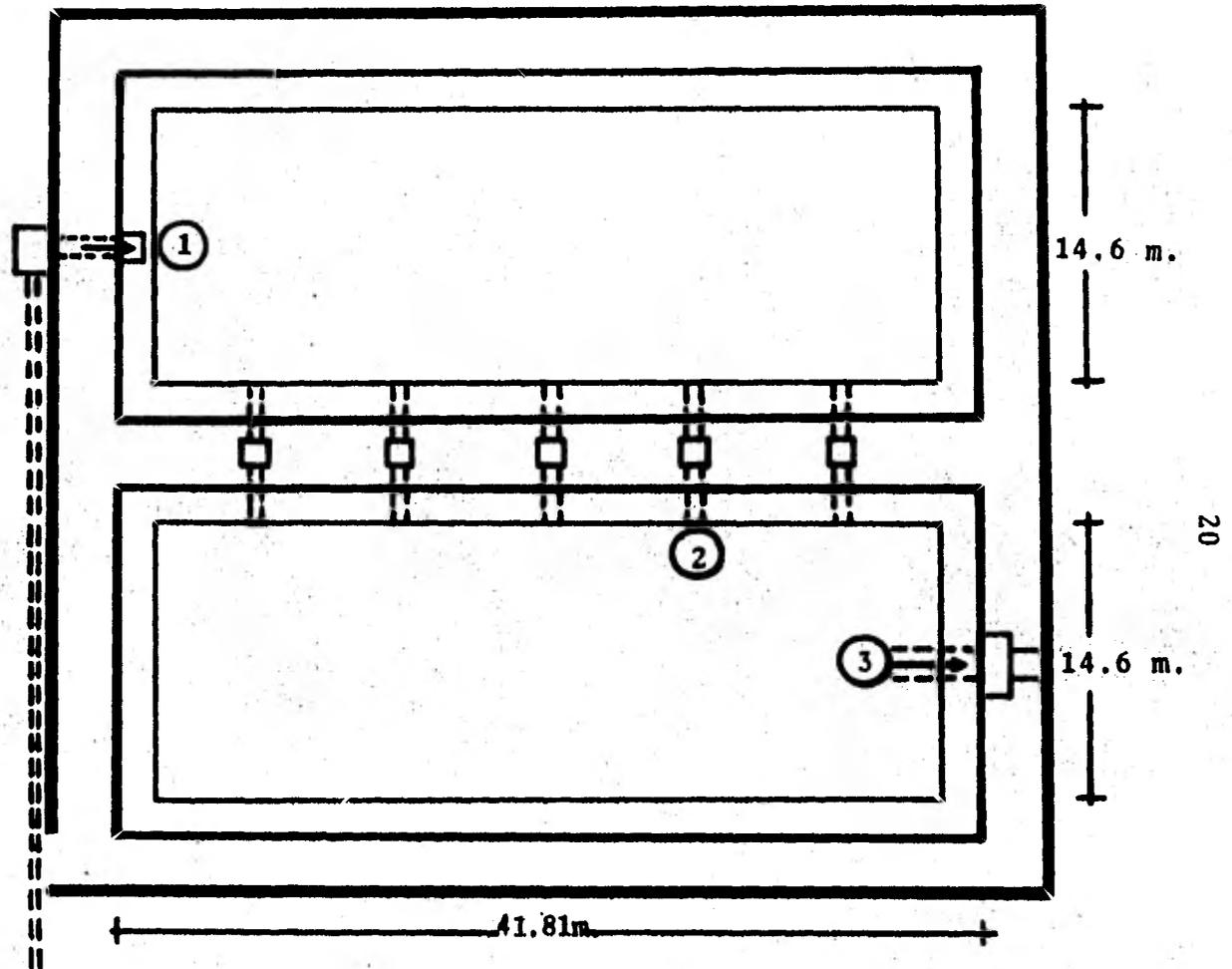


Fig. 3. LAGUNAS DE ESTABILIZACIÓN EN STO. TOMAS ATZINGO, EDO. DE MEX.

V. RESULTADOS

Se analizó un total de 53 muestras, de las cuales se aislaron 20 hongos diferentes; 7 se identificaron hasta el nivel de especie y 13 sólo hasta el nivel de género. De todos los hongos aislados, el único que pertenece al hábitat acuático es Phytium sp.

Las características macroscópicas y microscópicas de los hongos, en agar papa dextrosa, que se lograron identificar se presentan en la tabla I.

Para evitar confusiones, cuando se obtuvo en un género más de una especie y éstas no se lograron identificar, se adoptó una clave utilizando letras mayúsculas para diferenciar a cada una de las especies.

Por otra parte, de las muestras de tierra de los cultivos aledaños a las lagunas, se aislaron 11 hongos; Candida sp. (A), Fusarium spp. (A y B), Mucor hiemalis, Mucor sp., Penicillium spp. (A, C, D y E), Phoma sp. y Rhizopus arrhizus, los cuales también se aislaron de las muestras de agua.

En la tabla II se presenta la incidencia de los hongos identificados en las 3 estaciones de muestreo, durante los 8 muestreos. En ésta se observa que ningún hongo se presentó en los 8 muestreos; Penicillium sp. (A) y Mucor hiemalis fueron los más frecuentes, encontrándose en 6 muestreos (en 14 estacio

nes) y 5 muestreos (en 10 estaciones), respectivamente. Asimismo, Aspergillus niger, Candida sp. (A), Candida sp. (B), Fusarium sp. (B), Mucor sp., Penicillium sp. (C), Penicillium sp. (D), Phoma sp., Trichoderma viride y Verticillium lateritium, solamente se encontraron en un muestreo.

La tabla III muestra los resultados obtenidos en las diferentes pruebas fisiológicas que se aplicaron a los hongos aislados.

La mayor parte de los hongos que se aislaron crecieron en el medio con detergente. Once especies de hongos presentaron actividad frente a los ácidos grasos, 7 frente a la caseína y 4 al almidón.

Como puede observarse en la tabla III, únicamente, Aspergillus niger, Penicillium sp. (A) y Penicillium sp. (C) dieron las cuatro pruebas positivas; Fusarium sp. (A), Fusarium sp. (B) Trichoderma viride y Verticillium lateritium solamente dieron positiva la prueba de detergente, mientras que Phoma sp. dió negativas las 4 pruebas.

Los resultados obtenidos de detergente en concentraciones de 500 y 5000 mg/l no se reportan en la tabla III, ya que ningún hongo se desarrolló.

Un punto que es importante aclarar es que el hecho de --

que los hongos aislados hayan crecido en los medios de Czapek-almidón, Foster y caseína significa que los sustratos se utilizaron, puesto que son la única fuente de nutrientes. Sin embargo, el resultado se dió como positivo únicamente cuando se observaron las características mencionadas anteriormente para cada prueba.

La tabla IV muestra los valores promedio de algunos parámetros fisicoquímicos en las estaciones de muestreo. Estos valores son el resultado de considerar tres muestreos mensuales, durante 5 días a lo largo de las 24 horas.

TABLA I. CARACTERISTICAS MORFOLOGICAS DE LOS HONGOS IDENTIFICADOS

<u>HONGOS</u>	<u>CARACTERISTICAS MACROSCOPICAS</u>	<u>CARACTERISTICAS MICROSCOPICAS</u>
<u>Aspergillus niger</u>	Colonia algodonosa de color - amarillo con puntos de color negro carbón; formando agrupamientos; crecimiento aéreo rápido; al reverso es surcada y de color amarillo limón.	Hifas hialinas septadas; conidióforo erecto, de diámetro y longitud variados, con una vesícula hinchada en la punta; fiálides dispuestas sobre - méticas insertadas en la vesícula; conidios globosos, en cadenas erectas y paralelas - (fig. 4).
* <u>Candida sp.</u> (A)	Colonia cerosa de color blanco cremoso, crecimiento plano y superficie surcada.	Hifas hialinas septadas, poco ramificadas; blastosporas - - ovoides a fusiformes, formando cadenas cortas por gemación, producidas apicalmente o lateralmente sobre las hifas (fig. 5).
* <u>Candida sp.</u> (B)	Colonia cerosa de color blanco cremoso, crecimiento plano y superficie surcada.	Hifas hialinas septadas, poco ramificadas; blastosporas - - ovoides a fusiformes, formando cadenas cortas por gemación, producidas apicalmente o lateralmente sobre las hifas.
<u>Cladosporium sp.</u>	Colonia aterciopelada de color verde oscuro, crecimiento plano; al reverso presenta un color negro azulado.	Hifas de color café, septadas; conidióforo alto, erecto, ramificado variablemente cerca del ápice; blastosporas cafés de una dos células, variando de tamaño y forma, ovoides, - cilíndricas e irregulares, -

TABLA I (Continuación)

<u>Fusarium</u> sp. (A)	Colonia algodonosa de color-naranja con manchas rosas en el centro.	frecuentemente en cadenas simples o ramificadas (fig. 6). Hifas rosáceas septadas, conidióforo ramificado; macroconidios con varias paredes celulares transversales, ligeramente curvadas; microconidios unicelulares de forma ovoide (fig. 7).
<u>Fusarium</u> sp. (B)	Colonia algodonosa de color-rosa; al reverso es de color café rojizo.	Hifas de color café rojizo, septadas; macroconidios con varias paredes celulares transversales.
<u>Geotrichum candidum</u>	Colonia algodonosa de color-blanco, crecimiento plano; al reverso es de color crema.	Hifas hialinas que se ramifican dicotómicamente formando por segmentación artrosporas cilíndricas con los extremos truncados (fig. 8).
<u>Monilia sitophila</u>	Colonia de color mamey, crecimiento aéreo rápido.	Hifas hialinas septadas, conidióforo ramificado; blastosporas alargadas, algunas veces globosas, en cadenas ramificadas (fig. 9).
<u>Mucor hiemalis</u>	Colonia algodonosa de color-gris claro, crecimiento aéreo rápido; al reverso es de color blanco cremoso.	Hifas hialinas no septadas, con ramificaciones laterales; esporangióforo largo y erecto; esporangio de pared delgada, con columela; formación de zigosporas (fig. 10).
<u>Mucor</u> sp.	Colonia algodonosa de color-gris claro, crecimiento aéreo rápido; al reverso es de color naranja con porciones grises.	Hifas hialinas no septadas; esporangióforo largo y erecto; esporangio de pared delgada con columela (fig. 11).

TABLA I (Continuación)

<u>Penicillium</u> sp. (A)	Colonia aterciopelada de color verde, en la periferia presenta una franja angosta de color --- blanco; al reverso es de color ámbar.	Hifas hialinas septadas; conidióforo biverticilado asimétrico, las ramas conidioforales son terminadas por métulas simétricas o asimétricas, las -- cuales sostienen un conjunto - de fiálides; producción de conidiosporas redondas en cadena paralelas (fig. 12).
<u>Penicillium</u> sp. (B)	Colonia aterciopelada de color verde, en la periferia presenta una franja blanca, surcada; al reverso es surcada y de color blanco.	Hifas hialinas septadas; conidióforo biverticilado asimétrico; las cadenas de conidiosporas de cada grupo de fiálides no son divergentes (fig. 13).
<u>Penicillium</u> sp. (C)	Colonia aterciopelada de color blanco verdoso, en la periferia presenta una franja blanca delgada; al reverso presenta una coloración amarillo limón que se difunde al medio.	Hifas hialinas septadas; conidióforo biverticilado asimétrico; las cadenas de conidios -- redondos de cada grupo de fiálides son paralelas.
<u>Penicillium</u> sp. (D)	Colonia aterciopelada de color verde grisáceo, en la periferia presenta una franja blanca delgada; al reverso la coloración es blanco cremoso.	Hifas hialinas septadas; conidióforo monoverticilado; las - fiálides producen cadenas cortas de conidios ovales.
<u>Penicillium</u> sp. (E)	Colonia aterciopelada de color verde azulado, en la periferia presenta una franja blanca; al reverso es de color café claro.	Hifas hialinas septadas; conidióforo biverticilado asimétrico; las fiálides producen cadenas cortas de conidios ovales.
<u>Phoma</u> sp.	Colonia aterciopelada de color blanco parduzco de crecimiento plano; al reverso es de color café.	Hifas hialinas septadas; picnidio ostiolado que produce en su interior pequeñas picnidiosporas de forma fusiforme.

TABLA I (Continuación)

<u>Phytium sp.</u>	Sólo se observó al microscopio.	Hifas hialinas no septadas, --- muy delgadas y con ramificaciones laterales; esporangio con zoosporas.
<u>Rhizopus arrhizus</u>	Colonia algodonosa de color - - blanco, con motas de color - - gris, crecimiento aéreo rápido; al reverso es de color blanco - cremoso.	Hifas café no septadas, rizoides cortos y estolones; esporangióforo no septado y sin ramificaciones (fig. 14).
<u>Trichoderma viride</u>	Colonia algodonosa de color -- blanco con pequeños conglomerados de color verde, crecimiento plano y rápido.	Hifas hialinas septadas y delgadas; conidioforo con pequeñas ramificaciones; fiálides producidas individualmente o en grupos; fialosporas hialinas, producidas en racimos terminales.
<u>Verticillium lateritium</u>	Colonia algodonosa de color verde de manzana, crecimiento plano, - en la periferia una franja algodonosa de color crema; al reverso presenta una coloración café oscuro.	Hifas hialinas septadas; conidioforo delgado, ramificado; - fiálides producidas en verticilos sobre ramas conidioforales - o individualmente en racimos -- irregulares sobre el micelio; - fialosporas hialinas, de ovoides a elipsoides, originadas individualmente de las fiálides (fig. 15).

* Se describen por separado debido a que al sembrarlos en medio de agar Biggy se desarrollaron de manera diferente.

TABLA II. HONGOS QUE SE AISLARON MEDIANTE CULTIVO, DE LAS DIFERENTES ESTACIONES DURANTE LOS MUESTREOS

HONGOS	MUESTREOS*							
	I	II	III	IV	V	VI	VII	VIII
<u>Aspergillus niger</u>								1, 2, 3
<u>Candida sp. (A)**</u>			2					
<u>Candida sp. (B)**</u>					1, 2, 3			
<u>Cladosporium sp.</u>				2			1, 2, 3	
<u>Fusarium sp. (A)**</u>			1, 2					1, 2, 3
<u>Fusarium sp. (B)**</u>								1, 2, 3
<u>Geotrichum candidum</u>	1, 2		1, 2	2, 3	1, 2, 3			
<u>Monilia sitophila</u>	1		1			1, 2, 3	1	
<u>Mucor hiemalis</u>		1, 2	1, 2	1, 3	1, 2		1, 2, 3	
<u>Mucor sp.</u>								1, 2, 3
<u>Penicillium sp. (A)**</u>	1, 2	1, 2	1, 2	1, 2, 3		1, 2, 3		1, 2, 3
<u>Penicillium sp. (B)**</u>	1, 2			1, 3				1, 3
<u>Penicillium sp. (C)**</u>		1						
<u>Penicillium sp. (D)**</u>		1						
<u>Penicillium sp. (E)**</u>			1		1, 2		1, 2, 3	3
<u>Phoma sp.</u>								1, 3
<u>Phythium sp.</u>			1, 2	1, 2, 3	2, 3		1, 2, 3	
<u>Rhizopus arrhizus</u>		1, 2	1, 2	1, 2, 3				
<u>Trichoderma viride</u>					1, 2			
<u>Verticillium lateritium</u>					2			

* Los números arábigos corresponden a las estaciones de muestreo (Ver fig. 3).

** Las letras representan diferentes especies del mismo género.

TABLA III. COMPORTAMIENTO DE LOS HONGOS AISLADOS EN LAS PRUEBAS FISIOLÓGICAS

HONGOS	AMILASA	PROTEASA	ACIDOS GRASOS	DETERGENTES 10 mg/l
<u>Aspergillus niger</u>	+	+	+	+
<u>Candida sp. (A)</u>	-	-	+	+
<u>Candida sp. (B)</u>	-	-	+	+
<u>Cladosporium sp.</u>	-	+	-	+
<u>Fusarium sp. (A)</u>	-	-	-	+
<u>Fusarium sp. (B)</u>	-	-	-	+
<u>Geotrichum candidum</u>	-	-	+	+
<u>Monilia sitophila</u>	-	+	-	+
<u>Mucor hiemalis</u>	-	-	+	+
<u>Mucor sp.</u>	-	-	+	+
<u>Penicillium sp. (A)</u>	+	+	+	+
<u>Penicillium sp. (B)</u>	-	+	+	+
<u>Penicillium sp. (C)</u>	+	+	+	+
<u>Penicillium sp. (D)</u>	-	+	+	+
<u>Penicillium sp. (E)</u>	+	-	-	+
<u>Phoma sp.</u>	-	-	-	-
<u>Rhizopus arrhizus</u>	-	-	+	+
<u>Trichoderma viride</u>	-	-	-	+
<u>Verticillium lateritium</u>	-	-	-	+

+ Prueba positiva.

- Prueba negativa.

TABLA IV. VALORES PROMEDIO DE ALGUNOS PARAMETROS FISICOQUIMICOS

ESTACION DE MUESTREO	TEMPERATURA °C	pH	DBO ₅ mg/1	SO ₄ ²⁻ mg/1	PO ₄ ³⁻ mg/1	DETERGENTE mg/1
1	15.8	7.9	393	54.38	3.58	36
2	15.8	7.5	387	33.6	4.53	29
3	15.5	7.8	275	-	-	22

TEMPERATURA AMBIENTE: 15°C.

VI. D I S C U S I O N

Las bacterias y hongos son organismos reductores y como tales constituyen los miembros más importantes de las poblaciones en el tratamiento biológico de aguas residuales. -- Ellos absorben nutrientes que están fácilmente disponibles, o los hacen disponibles mediante exoenzimas, reduciendo grandemente la materia orgánica presente (Cooke, 1970).

Muchos factores han mostrado ser capaces de afectar la proporción de crecimiento de estos microorganismos: factores físicos y químicos tales como la temperatura, pH, oxígeno disuelto y composición química del agua.

El efecto del pH sobre los hongos es complejo, debido a que se ejerce a través de varios factores tales como la actividad enzimática, solubilidad de metales y entrada de sustancias a la célula; además, estos factores sólo pueden ser efectivos en cierto rango de la concentración de iones hidronio, causando relaciones complejas de la proporción pH/crecimiento.

Barghoorn y Linder (1944), investigaron el efecto -- del pH sobre el crecimiento de hongos marinos, encontrando -- el crecimiento radial óptimo de los hongos a un pH de 7.4 o -- mayor.

Henningson (1978), investigó el efecto del pH sobre-

4 hongos marinos y encontró que los hongos crecieron en un pH de 7 o arriba. Estos resultados concuerdan con los obtenidos por Barghoorn (1944).

Curran (1980), realizó estudios del efecto del pH en una escala de 3 a 9, sobre el crecimiento de 6 hongos marinos, encontrando que la mayoría de los hongos no crecieron en un pH de 3. Contrariamente, todos los hongos, excepto una especie, crecieron bien en el otro extremo de la escala, pH de 9. El crecimiento óptimo de todos los hongos fue obtenido en el rango de pH de 5 a 7.

El valor promedio del pH registrado, en las lagunas fue de 7.7. Según Barghoorn (1944), Henningson (1978) y Curran (1980), este pH es favorable para el crecimiento de los hongos aislados en las lagunas.

Según los resultados de experimentos citados por Tomlinson (1975), referentes a la relación DBO_5 /crecimiento, se observa que en general el rango mínimo para el crecimiento de los hongos es de 50 a 100 mg/1 de DBO_5 . Asimismo, la DBO_5 mantiene una relación directa con el crecimiento de los hongos.

El valor promedio de la DBO_5 obtenida en las lagunas es de 351 mg/1 y de acuerdo a lo anterior, esta cantidad de materia orgánica favorece el crecimiento de los hongos en las --

lagunas.

Se considera generalmente que los hongos crecen exitosamente bajo condiciones aerobias; Cochrane (1958) y Tabak y Cooke (1968), señalaron que mientras muchos pueden crecer en concentraciones de oxígeno bastante bajas, ninguno es conocido por crecer mejor que en niveles atmosféricos normales.

En las lagunas, no se logró detectar oxígeno disuelto por el método de Winkler, considerándose ésto como un factor limitante para el crecimiento de los hongos.

Tomlinson (1975), menciona un estudio realizado para observar la inhibición del crecimiento de los hongos ante un detergente aniónico (Dobane JNQ). Este estudio reporta, que el detergente en concentraciones de 20 mg/l causó inhibición a los hongos sembrados, sobre agar conteniendo medio CYG, en su crecimiento radial en casi el 80%.

Por otra parte, Mans (Tomlinson, 1975), realizó un estudio para conocer el efecto del detergente Dobane JNX sobre Subbaromyces splendens, en cultivo puro, mostrando que a 25mg/l, la producción de conidios fue inhibida, produciéndose únicamente crecimiento vegetativo.

El valor promedio del detergente obtenido en las lagunas fue de 29 mg/l y de acuerdo a Tomlinson (1975), éste es -

elevado y por lo tanto juega un papel importante en la inhibición del crecimiento de los hongos en las lagunas.

Los hongos aislados de las lagunas pueden llegar a éstas a través del afluente, del aire o del suelo; los 11 hongos aislados de las muestras de tierra, también fueron encontrados en las muestras de agua.

Los géneros Cladosporium sp., Fusarium sp. y Phoma sp., aislados de las lagunas, incluyen especies saprobias y/o parásitas de plantas superiores, pudiendo constituir un peligro para los cultivos al ser irrigados con esta agua. No obstante, estos géneros estuvieron presentes sólo en 1 ó 2 muestras y no siempre en el efluente.

VII. CONCLUSIONES

1. El valor promedio de la DBO_5 obtenido es elevado, sugiriendo ésto una cantidad alta de nutrientes, suficientes para satisfacer los requerimientos energéticos de los hongos.

2. Pese a que no se logró detectar oxígeno disuelto por la técnica de Winkler, éste puede estar presente en pequeñas cantidades, siendo consumido inmediatamente, en su mayoría por las bacterias aerobias, las cuales presentan un metabolismo más rápido que el de los hongos.

3. Debido a que la temperatura y el pH no varía mucho en las estaciones de muestreo, se pone de manifiesto que si hubiera especificidad de los hongos en cuanto a estación, no sería debido a estos factores.

4. El detergente aniónico, en concentraciones de 10 mg/l y en ausencia de nutrientes, se considera que es utilizado como tal, puesto que permite el crecimiento de los hongos aislados. No obstante, en concentraciones de 50 y 5000 mg/l no permitió su crecimiento.

5. De acuerdo a los resultados mencionados por Tomlinson (1975), la cantidad de detergente presente en las lagunas (29 mg/l) es alta. Por lo tanto, se considera que interfiere en el crecimiento vegetativo e inhibe completamente la producción de esporas de los hongos presentes en las lagunas.

6. Dado que los hongos que se aislaron en las lagunas son de hábitat terrestre, se considera que su presencia en las lagunas es accidental.

En resumen, debido a que:

- A. No se detectó oxígeno disuelto por la técnica de Winkler,
- B. Los hongos aislados se consideran habitantes accidentales de las lagunas,
- C. La concentración de detergentes detectada se considera elevada, inhibiendo el crecimiento de los hongos aislados,

no es posible que los hongos alcancen un crecimiento significativo en el sistema, impidiendo que jueguen un papel importante en la purificación del agua en las lagunas de estudio.

VIII REFERENCIAS
BIBLIOGRAFICAS

- Barghoorn, E. S. y Linder, D.H., 1944. Marine fungi: their -
taxonomy and biology. Farlowia. 1: 395-467
- Barnett, H.L. y Hunter, B.B., 1972. Illustrated genera of im -
perfect fungi. 3a. ed., Burgess Publishing-
Company.: Minneapolis, Minnesota.
- Barron, G.L., 1968. The genera of Hyphomycetes from soil. The
Williams & Wilkings Company.: Baltimore.
- Bessey, E.A., 1978. Morphology and taxonomy of fungi. Vikas -
Publishing House, PVT, LTD.: New Delhi.
- Cochrane, V.W., 1958. Physiology of fungi. John Wiley & Sons -
Inc.: New York.
- Cooke, W.B., 1956. Potential plant pathogenic fungi in sewage-
and polluted water. Plant Disease Reporter.
40: 681-687.
- Cooke, W.B., 1963. A laboratory guide to fungi in polluted --
wastes sewage, and sewage treatment systems.
Their identification and culture. U.S. De-
partment of Health, Education, and Welfare.:
Cincinnati, Ohio. PHS Publ. No. 999-WP-1.

Cooke, W.B., 1969. Our mouldy earth. A study in our environment with emphasis on water. U.S. Department of the Interior. Federal Water Pollution Control Administration. Advanced Waste Treatment Research Laboratory.: Cincinnati, Ohio.

Cooke, W.B., 1970. Fungi associated with the activated sludge process of sewage treatment at the Lebanon, Ohio, sewage-treatment plant. The Ohio Journal of Science. 70 (3): 129-146.

Curran, P. M. T., 1980. The effect of temperatura, pH, light and dark on the growth of fungi from Irish Coastal Waters. Mycologia. 72 (2): 350-358.

Estado de México. Panorámica socioeconómica en 1975.: Toluca, Mex. vol. III.

Fair, G.M., Geyer, J.C. y Okun, D.A., 1979. Purificación de aguas y tratamiento y remoción de aguas residuales. Limusa.: México. vol. 2.

Foster, J.W., 1949. Chemical activities of fungi. Academic Press Inc., Publishers.: New York.

- Gilman, J.C., 1971. A manual of soil fungi. The Iowa State University Press, Ames Iowa.: U.S.A.
- Gloyna, E.F., 1971. Waste stabilization ponds. World Health Organization.: Geneve.
- Gordon, R.E. y Smith, M.N., 1955. Proposed groups of characters for separation of *Streptomyces* and *Nocardia*. Jour Bact. 69: 147-150.
- Henningsson, M., 1978. Physiology of aquatic lignicolous fungi from Sweden. Mater. und Organism. 13: 129--168.
- Lacy, A.M. y Rivera, F., 1982. Análisis micológico de una laguna de estabilización de tipo facultativo en el Estado de México. Rev. Lat-amer. Microbiol. 24 (1)
- Maio, J.J., 1968. Predatory fungi. Scientific American. 199 (1): 67-72.
- Manual de tratamiento de aguas negras. Departamento de Sanidad del Estado de New York, 1976. 5a. ed., Limusa.:México.

Martínez, C.J., 1973. Estudio de hongos filamentosos aislados del río Coatzacoalcos en la zona comprendida entre Minatitlán y Coatzacoalcos. Tesis profesional. Escuela Nacional de Ciencias Biológicas, I.P.N.

Standard methods for the examination of water and wastevater, 1976 14a. ed., APHA, AWWA, WPCE.: U.S.A.

Tabak, H. y Cooke, W.B., 1968. The effects of gaseosus environments on the growth and metabolism of fungi. The Botanical Review. 34: 126-252.

Tomlinson, T.G. y Williams, I.L., 1975. Ecological aspects of used-water treatment. Fungi. Academic Press.: London. pp 93-151.

Ulloa, M. y Hanlin, T.R., 1978. Atlas de micología básica. Concepto, S.A.: México.

Wang, C.J.K., 1965. Fungi of pulp and paper in New York. State Univ. of New York, College of Forestry. -- Tech. Publ. 87: 1-115.

Wastewater engineering, 1972. Mc Graw-Hill series in water re-

sources and environmental engineering. Co -
llection, Treatment Disposal. Metcalf & --
Edd, Inc.: U.S.A.

Zycha, H. y Siepmann, R., 1969. Mucorales. J. Cramer.: Lehre.

A P E N D I C E 1

1. MEDIOS DE CULTIVO.

a) Medios para aislamiento e identificación.

Agar papa dextrosa

Infusión de papas	200.000 g
Bacto dextrosa	20.000 g
Bacto agar	10.000 g
Rosa de Bengala	0.033 g
Estreptomicina*	0.030 g
Agua destilada	1000.000 ml
pH final 5.6 ± 0.2	

Se esteriliza a 15 libras de presión durante 15 minutos.

*Se agrega después de esterilizado el medio.

Agar maltosa Sabouraud

Mezcla de peptonas	10.000 g
Maltosa	40.000 g
Agar	15.000 g
Agua destilada	1000.000 ml
pH final 5.6 ± 0.2	

Se esteriliza a 15 libras de presión durante 15 minutos.

- b) Medio para determinar la producción de amilasa.

Medio de Czapek-almidón

NaNO ₃	2.00 g
K ₂ HPO ₄	1.00 g
MgSO ₄ · 7 H ₂ O	0.50 g
KCl	0.50 g
FeSO ₄ · 7 H ₂ O	0.01 g
Agar	20.00 g
Agua destilada	1000.00 ml

Aparte se disuelve 30.0 g de almidón soluble en agua caliente (un volumen conocido), se mezcla con la solución anterior y se esteriliza a 15 libras de presión durante 15 minutos.

- c) Medio para determinar la producción de ácidos grasos.

Medio de Foster

Glucosa	5.00 %
Peptona	0.50 %
KH ₂ PO ₄	0.10 %
MgSO ₄ · 7 H ₂ O	0.05 %
Agar	2.00 %
Indicador	6.70 ml/100 ml de medio

Esterilizar a 15 libras de presión durante 15 minutos.

Preparación del indicador. 1 g de verde bromocresol se disuelve en 14 ml de NaOH 1 N, y se afora a 250 ml de agua destilada.

d) Medio para determinar la producción de proteasa.

Medio de caseína

1. Leche descremada	10.0 g
Agua destilada	100.0 ml
2. Agar	2.0 g
Agua destilada	100.0 ml

Se esteriliza por separado las dos soluciones a 15 libras, durante 20 minutos, se dejan enfriar entre 45-47°C, se mezclan y se preparan las placas.

2. COLORANTE

Azul de algodón acético

Azul de algodón	0.50 g
Acido acético	3.00 ml
Agua destilada	400.00 ml

A P E N D I C E 2

UBICACION SISTEMATICA DE LOS HONGOS AISLADOS DE LAS LAGUNAS (Ulloa, 1978)

REINO FUNGI

DIVISION EUMYCOTA

Subdivisión: Phycomycotina

Clase	Orden	Familia	Género
Oomycetes	Peronosporales	Phythiaceae	<u>Phythium</u>
Zygomycetes	Mucorales	Mucoraceae	<u>Mucor</u> <u>Rhizopus</u>

Sudivisión: Deuteromycotina

Blastomycetes	Cryptococcales	Cryptococcaceae	<u>Candida</u>
Hyphomycetes	Moniliales	Moniliaceae	<u>Aspergillus</u> <u>Geotrichum</u> <u>Monilia</u> <u>Penicillium</u> <u>Trichoderma</u> <u>Verticillium</u>
		Dematiaceae	<u>Cladosporium</u>
		Tuberculariaceae	<u>Fusarium</u>
Coelomycetes	Sphaeropsidales	Sphaeropsidaceae	<u>Phoma</u>



Fig. 4. Conidióforo con cabezas conidiales de Aspergillus niger.

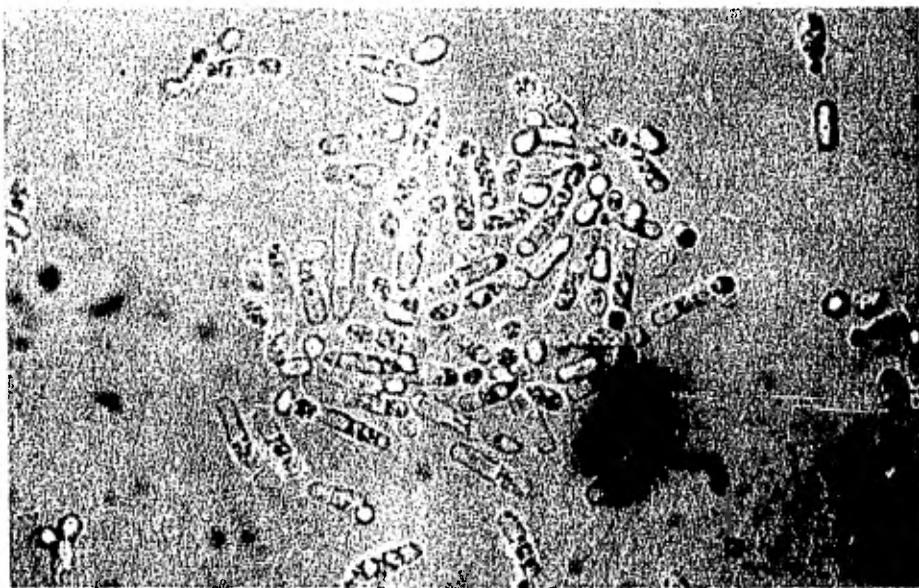


Fig. 5. Blastosporas de Candida sp. (A).

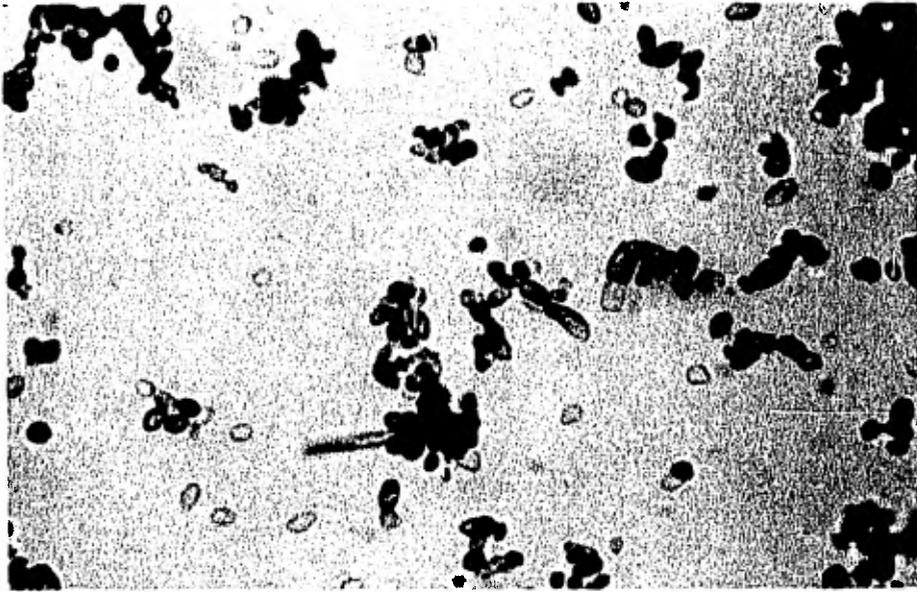


Fig. 6. Blastosporas de Cladosporium sp.

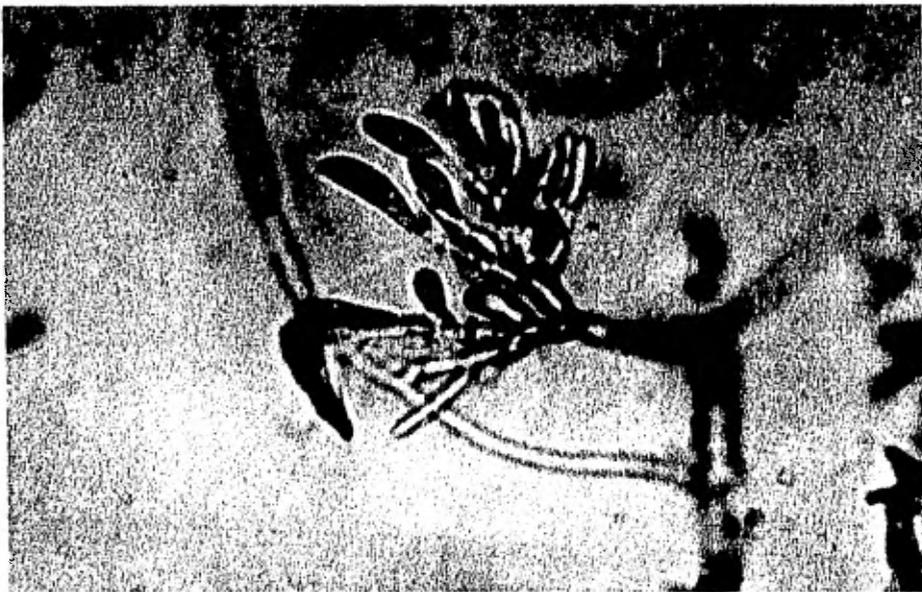


Fig. 7. Macro y microconidios de Fusarium sp.

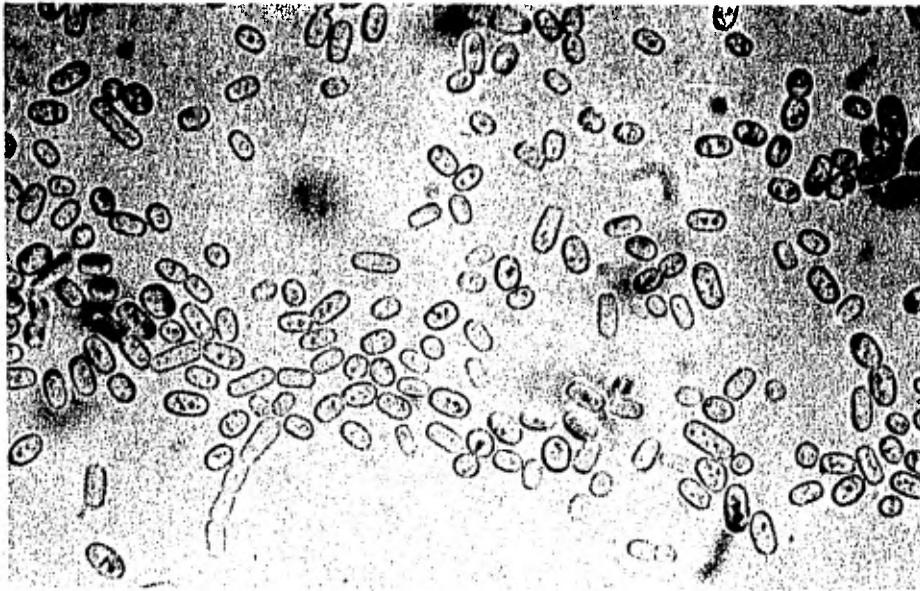


Fig. 8. Artrosporas de Geotrichum candidum.



Fig. 9. Cadenas de blastosporas de Monilia sitophila.

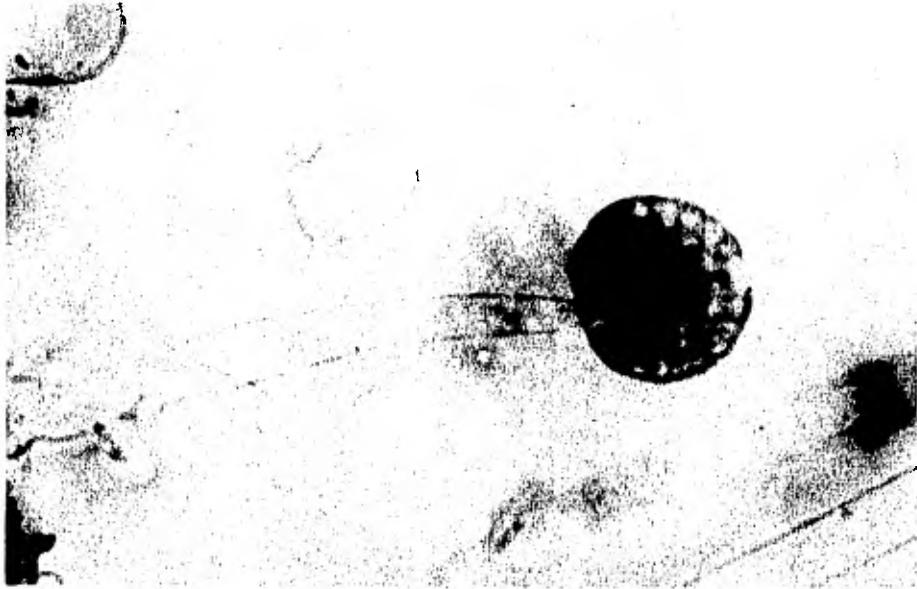


Fig. 10. Esporangióforo con esporangio y columela de Mucor hiemalis.

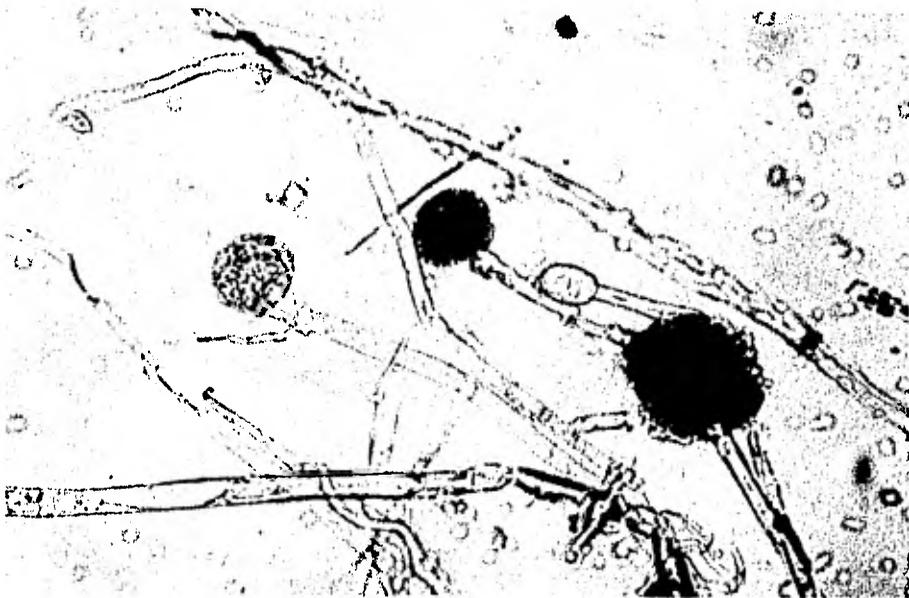


Fig. 11. Esporangióforos con esporangios y esporangiosporas y columela de Mucor sp.

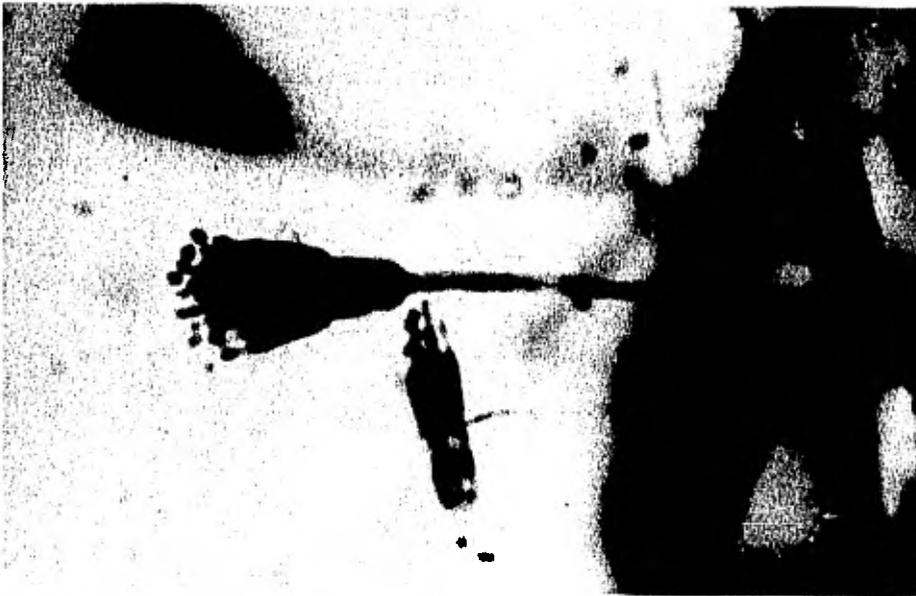


Fig. 12. Conidióforo con métulas, fiálides y conidios de Penicillium sp. (A)

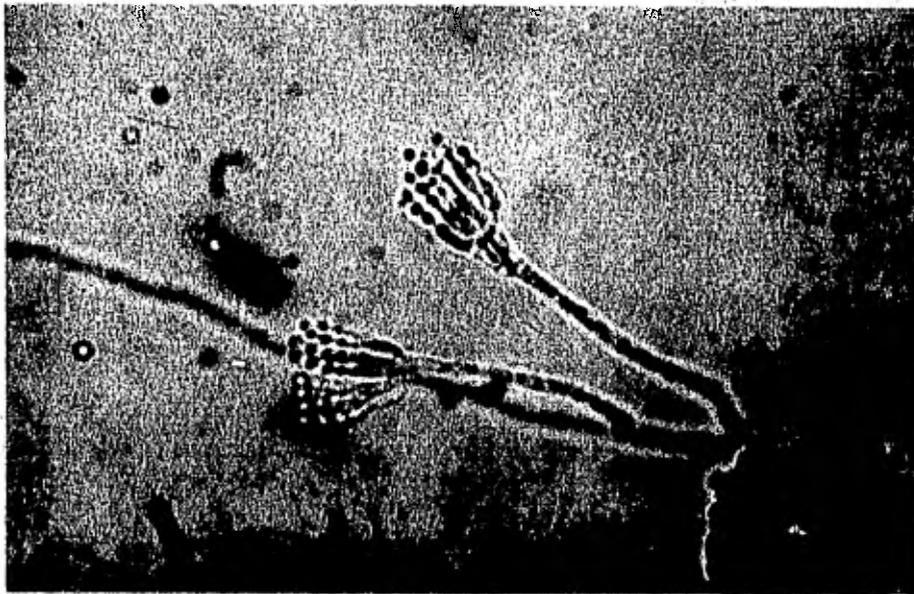


Fig. 13. Conidióforo con fiálides y conidios de Penicillium sp. (B)

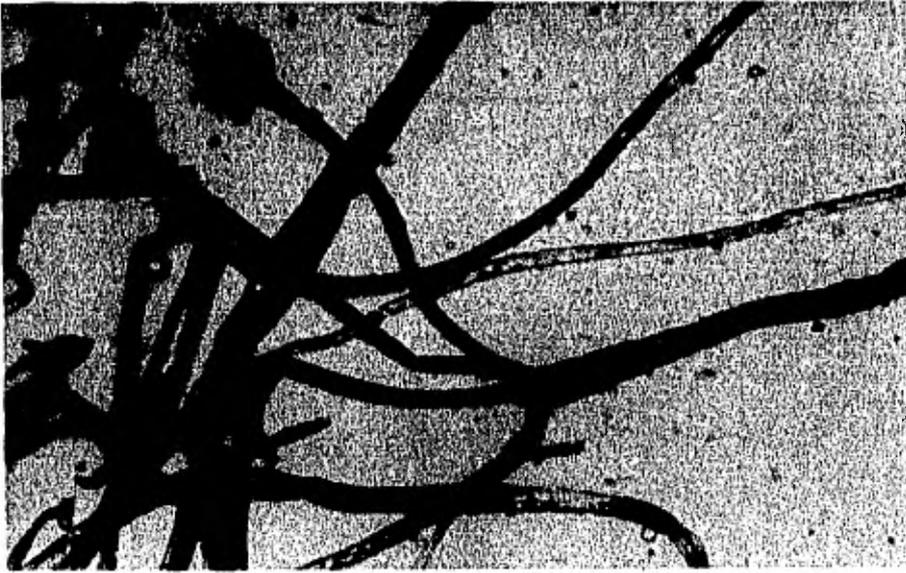


Fig. 14. Esporangióforo con esporangio y estolón de Rhizopus arrhizus.

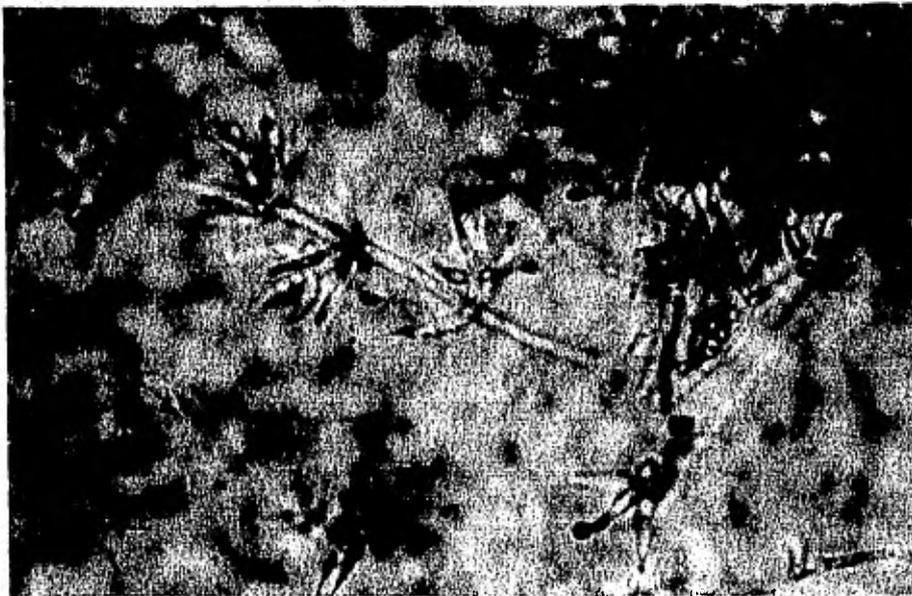


Fig. 15. Conidióforo, fiálides y fialosporas de Verticillium lateritium.