



Universidad Nacional Autónoma de México

FACULTAD DE CIENCIAS

Análisis cualitativo y cuantitativo de hongos
en un sistema de cascada de reactores emplea-
do para la tratabilidad biológica del nejayote.

Tesis Profesional

Que para obtener el título de

B I O L O G O

P r e s e n t a

MYRNA YOLANDA BORJA MEDINA



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 está 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

PAGINA

1.	INTRODUCCION -----	1
1.1	Objetivos y alcances -----	3
2.	GENERALIDADES	
2.1	Proceso de nixtalamlización -----	4
2.2	Tratamiento biológico de residuos líquidos -	7
2.3	Importancia de los hongos en sistemas de tratamiento biológico de aguas residuales --	11
3.	METODOLOGIA	
3.1	Descripción del sistema de cascada de reactores -----	15
3.2	Caracterización del nejayote -----	17
3.3	Programa de muestreo -----	18
3.4	Determinación de parámetros fisicoquímicos -	20
3.5	Muestreo biológico -----	20
3.6	Análisis de muestras	
	3.6.1. Hongos terrestres -----	21
	3.6.2. Hongos acuáticos -----	22
4.	RESULTADOS Y DISCUSION	
4.1	Caracterización del nejayote -----	23
4.2	Parámetros fisicoquímicos -----	28
4.3	Parámetros biológicos -----	35
	4.3.1. Primera carga orgánica -----	37
	4.3.2. Segunda carga orgánica -----	38
	4.3.3. Tercera carga orgánica -----	39
	4.3.4. Resultados generales -----	41
5.	CONCLUSIONES -----	49
6.	BIBLIOGRAFIA -----	50
	ANEXO -----	55

1. INTRODUCCION

La creciente demanda de agua que existe en nuestro país por parte de los grandes centros urbanos, de las comunidades rurales y de la industria, ha provocado una escasez en las fuentes de abastecimiento. Los problemas de cantidad se ven íntimamente ligados a los de calidad debido a la diversidad de productos desechados, en la mayoría de los casos sin control alguno, a las aguas receptoras.

En la actualidad la extracción de agua destinada a la industria se ha incrementado; de la cantidad de agua empleada en el proceso, muy poca se incorpora al producto final -- (un 7% en promedio); algo semejante ocurre, pero en menor medida, a nivel doméstico ya que, del total de agua extraída para este uso, se consume un 30% y el resto se desecha. Es por esta razón que se considera que el uso industrial es el más importante, tanto desde el punto de vista de la extracción como de los desechos y efectos contaminantes producidos. Esto hace necesario el empleo de sistemas de tratamiento de aguas residuales para evitar la contaminación al medio, así como para lograr su reutilización (Peralta, 1979).

La nixtamalización es un proceso que consiste en el tratamiento térmico-alcalino del maíz, se considera que este -- proceso es necesario para que una población que depende del maíz como alimento principal no sufra grados tan altos de desnutrición, como el que padecen sin el tratamiento (Sánchez--Mejorada, 1982). En México más del 70% de la población se alimenta de este cereal, llegando a tener un consumo anual de -- 186 Kg/hab. (Trejo, 1982).

Los volúmenes de agua que son desechados (nejayote) en el proceso son considerables si se tiene en cuenta que el grano de maíz absorbe sólo un 23% del total empleado, el resto del agua residual es arrojada a cañerías y canales sobrepasando las 8,100 toneladas diarias sólo en la ciudad de México -- (Trejo, 1982).

El nejayote se considera un desecho industrial muy importante, no sólo por los altos volúmenes que representa, sino también por sus altas concentraciones de contaminantes. Sus valores de DBO_5 (demanda bioquímica de oxígeno) se encuentran entre 6,000 y 7,000 mg/l y su pH oscila entre 11 y 12 (González, 1984). Esto hace necesario su tratamiento para evitar posibles perjuicios al cuerpo receptor, así como para lograr su reciclamiento dentro del mismo proceso de nixtamalización -- (Leyra, 1978 y Trejo-González, 1979).

Los procesos biológicos para el tratamiento de aguas de desecho se basan en la degradación de los contaminantes realizada por la actividad metabólica de los microorganismos. En estos procesos los hongos juegan un papel importante ya que, por ser organismos reductores, obtienen su alimento en solución secretando enzimas extracelulares, las cuales rompen las moléculas orgánicas complejas para que se difundan a través de sus paredes celulares y membranas reduciendo, en gran medida, la materia orgánica presente (Griffin, 1982). La mayoría de las especies son capaces de producir sus propias vitaminas, así como de utilizar azúcares simples y compuestos orgánicos como el nitrógeno amoniacal para la síntesis de proteínas (Cooke, 1969).

A los hongos se les ha llegado a considerar como organismos indeseables en algunos sistemas de tratamiento debido a la gran producción de biomasa; la falta de un conocimiento -- profundo sobre su ecología ha provocado que se mantenga un -- control estricto sobre ellos para evitar problemas operaciona les; pese a todo esto, se afirma que los hongos saprofiticos pueden ser tan eficientes como las bacterias en la remoción de la materia orgánica presente en los desechos (Tomlinson, - 1975; Carranco et al. 1984).

1.1 Objetivos y alcances

Este trabajo tiene como objetivo realizar un análisis - cualitativo y cuantitativo de los hongos microscópicos en un sistema de cascada de reactores empleado para el tratamiento biológico del nejayote. Para lograr este objetivo se plantearon los siguientes alcances: caracterizar el desecho en estudio (nejayote), identificar y cuantificar a los hongos presentes en el sistema; así mismo determinar los principales parámetros fisicoquímicos y su relación con los parámetros biológicos obtenidos.

2. GENERALIDADES

2.1 Proceso de nixtamalización

La nixtamalización consiste en el cocimiento del maíz en agua con cal (hidróxido de calcio); este proceso varía con -- las condiciones geográficas y socioeconómicas de la región, -- las cuales determinan el tipo o variedad de maíz empleados, -- así como los diferentes hábitos para llevar a cabo el proceso.

Los productos finales de este proceso son: el nixtamal, que es el maíz cocido y lavado, el cual originará posteriormente por molienda la masa para preparar una variedad de productos como tortillas y harina nixtamalizada, y el nejayote -- que es el agua de desecho originada durante el tratamiento, -- está formado por el agua de cocimiento y de lavado y constituye el 77% del total de agua empleada en el proceso (González, 1984).

La nixtamalización se realiza en pequeños molinos y a nivel industrial; el proceso general se resume en la figura 1.

El maíz que no ha sido sometido a este tratamiento presenta desventajas nutricionales, como la de no tener disponibles aminoácidos esenciales como lisina y triptófano (aminoácido indispensable para la síntesis de nicotinamida), así como la niacina, vitamina cuya carencia produce la enfermedad denominada pelagra (Bourges, 1984).

Cuando el maíz se expone a condiciones alcalinas (como en el proceso de nixtamalización) sufre transformaciones físicas y químicas, la acción del calor origina el reblandecimiento de la cascarilla o pericarpio (lo cual facilita su molienda húmeda); el calcio (empleado como álcali) determina los cambios químicos al interactuar con los enlaces disulfuro de la fracción glutélica del grano, liberando la lisina y el triptófano. Al final del tratamiento, los niveles de calcio en el maíz aumentan un 500%, provocando la liberación de la niacina, la cual se encontraba en forma "no disponible" al estar unida a varios aminoácidos y glúcidos en una molécula indigerible (Trejo, 1982).

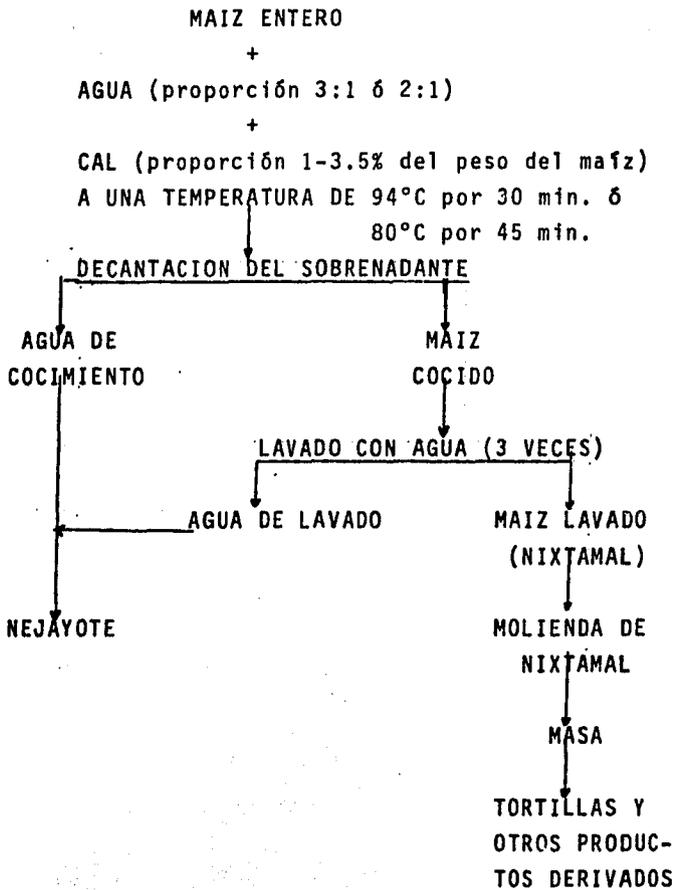


FIGURA 1. Proceso de nixtamalización

2.2 Tratamiento biológico de residuos líquidos

Dentro de los sistemas de tratamiento para residuos líquidos, los procesos biológicos se basan en la degradación de la materia orgánica efectuada por la actividad metabólica de los microorganismos como las bacterias, hongos y protozoarios.

Existen compuestos que son fácil y rápidamente biodegradados como son los desechos domésticos y residuos orgánicos de varios tipos de industrias (en general las que emplean materia prima de origen vegetal y animal); hay en cambio otros que no son fácilmente biodegradados, como es el caso de la lignina y el fenol (considerado como tóxico). Es importante señalar el papel que tiene la adaptación de ciertos microorganismos al medio, sintetizando diferentes tipos de enzimas capaces de descomponer un gran número de sustancias complejas (Leynaud, 1979).

Todos los métodos de tratamiento implican el incremento de la biomasa microbiana, mediante la degradación de compuestos orgánicos existentes en el desecho, los cuales se comportan como sustratos de esta actividad. Parte de este sustrato consumido es metabolizado y transformado en energía y productos minerales mediante la respiración (aerobia o anaerobia, según el proceso) y otra parte es acumulada como biomasa (conversión de la materia orgánica en material celular) (De Lora, 1978).

El tratamiento biológico de las aguas residuales puede llevarse a cabo mediante diferentes procesos, los cuales difieren básicamente en dos aspectos: 1) el diseño, que varía de acuerdo a las diferentes modalidades para el suministro de -- oxígeno, tiempo de retención hidráulico (tiempo que permanece el desecho en el sistema), así como a la carga orgánica (capacidad en términos hidráulicos) y sólidos en suspensión y 2) - los costos, los cuales incluyen costos capitales de operación y mantenimiento.

La autodepuración es un proceso dinámico que se lleva a cabo debido no solamente a las características fisicoquímicas del agua, sino también del río o lago como un ecosistema; se puede definir como el conjunto de fenómenos físicos, químicos y biológicos que tienen lugar en un curso de agua de modo natural, y que provocan la destrucción de los materiales extraños incorporados al río en las aguas residuales (De Lora, 1978).

Cuando el agua de desecho es descargada en un río, se sus cita una secuencia de eventos en el tiempo y espacio, creando diferentes condiciones físicas y químicas que originan la formación de nichos ecológicos diferentes en un proceso de su cesión ecológica a lo largo del sistema. Esta secuencia da lu gar a una purificación gradual del agua, la cual depende básicamente de dos factores: el volumen del agua residual vertido y su concentración de sustancias contaminantes y, por otro lado, las características físicas, químicas y biológicas de la corriente receptora entre las cuales se pueden mencionar: volumen del cuerpo receptor, la turbulencia, luz, variación -

de temperatura, acciones químicas (independientes de la actividad enzimática característica), acciones bioquímicas, deposición, aglutinación y producción de antibióticos y toxinas - (Branco, 1984).

Streeter y Phelps (1925), propusieron una ecuación basada en la hipótesis de que en cualquier momento el déficit de saturación de oxígeno en el agua, corresponde a la resultante de la suma de los efectos de desoxigenación debida a la oxidación biológica de materia orgánica carbonosa y nitrogenada, a la descomposición de los depósitos del fondo y a la respiración de plantas acuáticas y organismos vivos en general; además existe un consumo de oxígeno directo necesario para la oxidación de sustancias químicas reductoras. La oxigenación se debe principalmente a la fotosíntesis de las plantas y organismos unicelulares con clorofila y al aporte de oxígeno a través de la superficie del agua.

El resultado de estos procesos es que el contenido de oxígeno disuelto en las aguas del río, evoluciona a lo largo de éste a partir del punto de vertido de las aguas residuales.

Los métodos biológicos para la detección de la contaminación por materia orgánica se pueden agrupar de la siguiente manera (Verneaux, 1979);:

- Especies indicadoras de la calidad del agua, referida a una lista de organismos, clasificados en función de su comportamiento frente a la contaminación (Kolkwitz y Marsson, 1908; Liebmann, 1962; Zelinka y Marvan, 1961; Knöpp, 1954; Sramek-Husek, 1956; Dittmar, 1959; Pantle y Buck, 1955).

- Estudios y características de las variaciones de estructuras biocenóticas que se expresan por índices empíricos o matemáticos (Tufféry y Verneaux, 1967; Patrick, 1946; Gleason, - 1922; Shannon, 1948; Margalef, 1951-1957; Zar, 1968).

2.3 Importancia de los hongos en sistemas de tratamiento biológico de aguas residuales

Los hongos son organismos eucariontes, no poseen clorofila, sus cuerpos son generalmente alargados o filamentosos con pared celular que contiene quitina, celulosa o ambas. La mayoría son aerobios obligados pero algunas especies son anaerobias facultativas (Alexopoulos, 1977; Pelczar, 1982).

De acuerdo a su metabolismo se les clasifica como organismos heterótrofos pues requieren materia orgánica ya elaborada, y como quimiorganótrofos ya que obtienen su energía de reacciones de óxido-reducción, en las cuales el donador de hidrógeno o de electrones es una sustancia orgánica (Gaudy, -- 1982).

Whittaker (1969) clasificó a los hongos en un quinto reino. Este sistema de clasificación está basado en tres niveles de organización evolucionados en relación con los tres modos principales de nutrición: fotosíntesis, adsorción e ingestión..

Los hongos se nutren mediante la adsorción de nutrientes (organismos osmotróficos o lisótrofos), la cual tiene lugar en solución acuosa. En primer lugar se realiza la adsorción de moléculas de bajo peso molecular disueltas en el agua las cuales se incorporan directamente al plasmalema. Como principales biodegradadores en la naturaleza, los hongos encuentran una gran variedad de moléculas biorgánicas, la mayoría de --

las cuales se encuentran como macromoléculas insolubles. El primer problema de los hongos es la digestión in situ de estos complejos macromoleculares para romperlos en unidades mo noméricas solubles; esto lo logran gracias a la secreción de enzimas extracelulares, las cuales poseen propiedades especiales capaces de soportar los cambios del medio.

Una amplia variedad de enzimas son secretadas, cada una en particular depende de la evolución de la especie de que se trate, de su adaptación a un nicho ecológico en particular y de las condiciones que imperen en ese momento para inducir o reprimir la síntesis de dichas enzimas (Griffin, 1982).

Los carbohidratos son generalmente los preferidos para ser usados como fuente de carbono y de energía, muchas especies utilizan el amonio y nitrato como fuente de nitrógeno - para la síntesis de proteínas y la mayoría puede producir -- sus propias vitaminas (Cooke, 1957).

Como organismos heterótrofos, los hongos pueden vivir - como saprófitos o como parásitos, juegan un papel muy importante en los ecosistemas terrestres y acuáticos como descom ponedores y consumidores de la materia orgánica (especialmente en el ciclo de los nutrientes) y como patógenos o como -- simbioses de plantas terrestres.

Las características más importantes de los hongos tanto terrestres como acuáticos son: su capacidad para alterar el medio mediante la producción de enzimas extracelulares y libe

ración de productos finales del metabolismo (por ejemplo nutrientes, inhibidores y antibióticos), su capacidad de acumular nutrientes en el talo y ser fuente de nutrientes para otros organismos (indirectamente con la producción de productos metabólicos solubles o directamente cuando son ingeridas las hifas por microartrópodos) (Parkinson, 1982).

Puede mencionarse que entre los sistemas de tratamiento de agua más eficientes que se utilizan en Estados Unidos, se encuentran los filtros percoladores y las plantas de lodos activados, teniendo ambos como principio básico de funcionamiento la actividad degradadora de los microorganismos, los cuales han sido ampliamente estudiados por numerosos investigadores.

De los hongos aislados con más frecuencia en los filtros percoladores se encuentran: Sepedonium sp., Subbaromyces splendens, Ascoidea rubescens, Fusarium aquaeductuum, Geotrichium candidum y Trichosporum cutaneum. Se ha determinado que varios factores afectan la acumulación de estos hongos en los sistemas, entre ellos los más importantes son: la temperatura, el pH, la naturaleza del desecho y la concentración de oxígeno (Tomlinson, 1975).

La presencia de hongos en las plantas de tratamiento de lodos activados fue estudiada por Pipes y Cooke (1969). Ellos examinaron el licor de varias etapas de tratamiento en 18 instalaciones, del 90% de los géneros encontrados fueron: Penicillium spp., Cephalosporium spp., Cladosporium cladosporioides y Alternaria tenuis.

En México se tienen reportes de aislamientos de hongos en lagunas de oxidación (Lacy y Rivera, 1982; Carranco et.al. 1984), así como un estudio realizado en el río Coatzacoalcos (Martínez, 1974). En estos trabajos se pone de manifiesto la importancia de estos microorganismos en la degradación de la materia orgánica presente en las aguas de desecho.

3. METODOLOGIA

3.1 Descripción del sistema de cascada de reactores

Este modelo está basado en la dinámica de autodepuración que ocurre a lo largo de un río (Wilderer, 1978). Consta de 70 reactores conectados en serie, totalmente mezclados y con formación de biomasa adherida a las paredes (comunidades periféricas) (figura 2). Su longitud total es de 2.42 m, con una pendiente de 15°, cada reactor se encuentra separado por placas de material acrílico transparente distantes una de otra - de 2 a 5 cm; tienen un volumen de 130 ml cada uno, lo que origina un volumen total de 9,100 ml.

La aportación de nejayote se realizó mediante una bomba de membrana (Wallace y Tiernan), siendo el primer reactor el que recibe la carga o afluente y el último el efluente o salida del sistema.

La mezcla del líquido se logró mediante burbujeo de aire comprimido por medio de tubos de vidrio que descienden hasta el fondo del reactor, originando el desplazamiento del líquido y la formación de burbujas de aire dentro de él, por lo cual el volumen útil para cada reactor es de 127 ml y el volumen útil total de la cascada de 8,900 ml. El burbujeo de aire proporciona además, el oxígeno necesario para mantener condiciones de aerobiosis en el sistema.

El área expuesta al crecimiento microbiano en cada reactor es de 189 cm², lo cual representa una superficie total expuesta de 1.32 m².

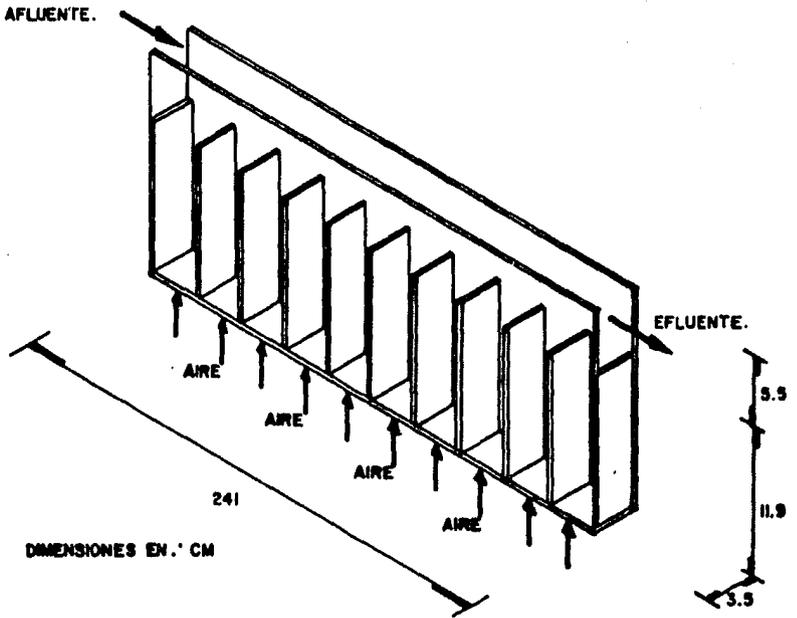


FIGURA 2 DIAGRAMA ESQUEMATICO DE LA CASCADA DE REACTORES. (TOMADO DE WOLFF, 1979 ; WILDERER, 1981. EN GONZALEZ, 1983.).

3.2 Caracterización del nejayote

La caracterización del nejayote se llevó a cabo con el fin de conocer el tipo y cantidad de contaminantes presentes en estas aguas de desecho. Se analizaron aguas de lavado y de cocimiento provenientes de fábricas de harina de maíz nixtamalizado de la ciudad de Monterrey, N.L., Tlalnepantla, Edo. de México y un pequeño molino de maíz en Copilco, D.F. para determinar si existían diferencias en los nejayotes producidos por una industria grande, una mediana y el pequeño molino.

Los parámetros evaluados fueron: el pH, la conductividad, la alcalinidad, el color, la turbiedad, los sólidos totales, suspendidos y solubles, la demanda bioquímica de oxígeno, la demanda química de oxígeno, las concentraciones de amonio y de calcio, así como de fósforo, sulfatos, nitratos y nitrógeno Kjeldahl; todos ellos siguiendo la metodología del Standard Methods (1980).

Los resultados de estas determinaciones se indican en las tablas IA, IB y IC.

3.3 Programa de muestreo

Este estudio se realizó para condiciones de estabilidad de tres diferentes cargas orgánicas de nejayote empleando -- tiempos de retención hidráulicos diferentes (ver tabla II). Se entiende por estabilidad del sistema aquel estado durante el cual los parámetros fisicoquímicos presentan la mínima variación en el tiempo. La carga orgánica volumétrica se calculó de la siguiente manera:

$$CO = \frac{Q S_o}{V}$$

Q = gasto volumétrico (m³/d)

S_o = concentración de contaminantes en el afluente (Kg DQO/m³)

V = volumen del reactor (m³)

TABLA II. Valores de los parámetros para la operación de la cascada de reactores

Núm. de carga	Q Gasto (m ³ /d)	S _o Concentración (Kg DQO/m ³)	Carga Orgánica volumétrica (Kg DQO/m ³ /d)	Tiempo de retención (días)
1	35.6x10 ⁻³	0.360	1.44	0.25
2	17.8x10 ⁻³	2.5	5.0	0.5
3	4.25x10 ⁻³	6.0	3.0	2.0

Para llevar a cabo los muestreos de parámetros físico-químicos y biológicos, se enumeraron las cámaras del reactor del 1 al 70, siendo la número 1 la cámara que recibe la descarga de la bomba y la número 70 el efluente o salida del sistema. Las cámaras fueron seleccionadas con base en un muestreo preliminar en el cual se determinó la DQO (demanda química de oxígeno) para cada una de ellas, definiéndose tres zonas características localizadas al principio, en medio y al final del reactor, por lo cual se eligieron tres cámaras representativas de cada zona para los parámetros físico-químicos y para los biológicos dos de cada zona:

De los 15 muestreos que se realizaron para parámetros físico-químicos y biológicos, uno correspondió a la primera carga orgánica, ocho a la segunda y seis a la tercera. Las fechas correspondientes a cada muestreo fueron las siguientes:

Número de carga	Fecha
1	6 de julio de 1983
2	8 de agosto
	15 "
	22 "
	29 "
	5 de septiembre
	12 "
	19 "
	26 "
3	7 de noviembre
	14 "
	21 "
	28 "
	5 de diciembre
	12 "

En el Anexo I y II se dan los valores para cada uno de los parámetros a lo largo de los 15 muestreos, así como la mediana y desviación estandar correspondiente.

3.4 Determinación de parámetros fisicoquímicos

Los parámetros fisicoquímicos se determinaron en las cámaras marcadas con los números 1,7,14,21,30,40,50,60 y 70. -- Los parámetros analizados fueron: la temperatura que se midió con ayuda de un termómetro de mercurio (-10° a 110°C), el pH utilizando un potenciómetro, la conductividad con un conductímetro, el oxígeno disuelto y la DQO se realizaron siguiendo el método polarográfico y la técnica de reflujo con dicromato respectivamente (Standard Methods, 1980).

3.5 Muestreo biológico

Las cámaras elegidas fueron la número 1,14,21,40,50 y 70. Los hongos terrestres se muestrearon con pipetas estériles des puntadas; se tomaron aproximadamente 10 ml del licor, así como de la biomasa adherida a las paredes del reactor, colocándose en frascos estériles para ser trasladadas al laboratorio para su identificación.

Los hongos acuáticos se muestrearon utilizando la técnica descrita por Cooke (1963). En frascos pequeños se colocaron se millas de chfcharo partidas a la mitad, al igual que cuadros de papel celofán (1x1 cm), la boca de los frascos se cubrió -- con una gasa doble, la cual se fijaba con un hilo y se tapaba

con papel aluminio. Los frascos se esterilizaron a 15 libras de presión, durante 15 minutos.

Los frascos una vez eliminado el papel aluminio, se suspendieron en el interior de las cámaras del reactor por espacio de 2 a 3 horas, al cabo de las cuales se retiraron y se taparon, trasladándose al laboratorio.

3.6 Análisis de las muestras

3.6.1 Hongos terrestres

CULTIVO: Se emplearon cinco medios de cultivo diferentes el agar papa dextrosa que se modificó con rosa de Bengala -- (0.033 g/l) y estreptomina (0.030 g/l), agar-agar, agar de Emerson, agar maltosa Sabouraud y agar nutritivo (Ulloa, --- 1978).

RECuento DE HONGOS: Se realizó por el método de dilución y siembra posterior por vaciado de placa, desde 10^{-1} hasta -- 10^{-5} . Las cajas se incubaron a temperatura ambiente (23°C) -- con lecturas a los cinco días.

AISLAMIENTO DE HONGOS: Cada colonia de hongos (con características macroscópicas distintas) se aisló por trasplante - y resiembra por punción central en cajas con los medios de -- cultivo ya mencionados. La incubación se realizó a 28°C durante una semana para la posterior identificación de las colonias puras.

IDENTIFICACION: Se efectuó utilizando el método de Microcultivo de Ridell, descrito por Martínez (1973), así como el colorante azul de algodón acético, y como fijador el formol - al 10% V/V.

Las claves utilizadas fueron de Barnett y Hunter (1972), para identificar hasta género, para especie se utilizaron las claves de Raper y Fannell (1965) para Aspergillus spp y Booth (1977) para Fusarium spp.

3.6.2 Hongos acuáticos

AISLAMIENTO: Se realizó utilizando la técnica descrita por Cooke (1963): en el laboratorio se destaparon los frascos y se mantuvieron así durante tres días. Después se colocaron las semillas en cajas de Petri estériles, utilizando como medio de cultivo agua del reactor esterilizada a 15 libras de presión durante 15 minutos. Después de tres a cinco días de incubación se procedió a la identificación.

Para observar los hongos acuáticos al microscopio se hicieron cortes de semillas y se colocaron sobre un portaobjeto, los cuadros de papel celofán se observaron directamente al microscopio.

IDENTIFICACION: Se realizó utilizando las claves de Cooke (1963).

4. RESULTADOS Y DISCUSIONES

4.1 Caracterización del nejayote

Los resultados de la caracterización del nejayote se muestran en las tablas 1A, 1B y 1C. Con base en los resultados obtenidos se puede decir lo siguiente:

- La mayor parte de los contaminantes, tanto orgánicos como inorgánicos se encuentran en forma soluble.

- La concentración de contaminantes es mayor para el pequeño molino, seguido de la mediana y por último la gran industria. Esta concentración está relacionada con el tiempo que se deja reposar al maíz durante el proceso de nixtamalización; en el caso del pequeño molino es aproximadamente de 12 a 15 horas, mientras que para la industria mediana es de 3 horas y la gran industria presenta un promedio de 1 hora.

- La turbiedad es originada por sólidos suspendidos, de los cuales un 90% pueden ser eliminados por sedimentación.

- Su alta alcalinidad se debe principalmente al gran contenido de bicarbonatos y carbonatos, ya que durante el proceso de nixtamalización se emplean grandes cantidades de hidróxido de calcio.

- El nejayote es un agua de desecho que contiene gran cantidad de sales disueltas (carbonato de calcio principalmente) comparada con el agua de desecho de tipo doméstico.

- Antes de someterse a un tratamiento biológico es necesario reducir su temperatura. El agua de cocimiento sale del proceso con una temperatura aproximada de 78-80°C, mientras que el agua de lavado varía de 24-62°C; la temperatura del nejayote (mezcla de las dos aguas) varía de 70-72°C.

- El nejayote presenta valores de pH muy altos (entre 11 y 12), esto trae como consecuencia que este residuo no pueda ser tratado en sistemas biológicos sin un ajuste previo de pH.

La mayoría de los microorganismos que intervienen en el tratamiento se desarrollan a un pH óptimo de 7 aproximadamente y experimentan ligeras variaciones para valores de pH entre 6.5 y 8.5 (De Lora, 1978). Un pH elevado (como el que presenta el nejayote) origina que los microorganismos presentes en los sistemas de tratamiento no alcancen su máximo desarrollo, por lo cual los procesos de depuración darán como resultado un efluente de más baja calidad que los originados bajo condiciones óptimas de desarrollo.

El nejayote con el cual se alimentó el reactor presentaba valores de pH ligeramente ácidos debido en primer lugar, a la adsorción de CO₂ del aire y posteriormente a la producción de ácidos orgánicos originados por la acción fermentativa de los microorganismos reduciendolo a valores cercanos a 5 (Marmolejo, 1984).

- Los valores de sólidos en base seca, demanda bioquímica de oxígeno y demanda química de oxígeno son aproximadamente 20 veces mayores que los valores típicos para aguas de desecho de tipo doméstico.

TABLA 1. C. CARACTERIZACION DEL AGUA DE
 COCIMIENTO DE COPILCO D.F.

C O P I L C O			
AGUA DE COCIMIENTO			
susp.	soluble	total	
—	11.6	11.6	pH
—	4000	4000	CONDUCTIVIDAD (μ mohs/cm)
180	2540	2720	ALCALINIDAD (mg CaCO_3 /l)
—	573	569	COLOR (λ)
—	84	260	TURBIEDAD (UTN)
1810	17680	19490	SOLIDOS (mg/l)
1125	6750	7875	DBO ₅ (mg O_2 /l)
2720	18560	21280	DQO (mg O_2 /l)
17	274	291	NITROGENO KJELDAHL (mg N/l)
—	5	—	AMONIO (mg N/l)
—	—	—	NITRATOS (mg N/l)
20	300	320	CALCIO (mg Ca/l)
113	65	178	FOSFORO TOTAL (mg P/l)
—	1199	—	SULFATOS (mg SO_4 /l)

4.2 Parámetros fisicoquímicos

En la figura 3 se puede apreciar que el pH tuvo para las tres cargas orgánicas una tendencia a aumentar ligeramente a lo largo del reactor, ya que como se explicó anteriormente el nejayote con el cual se alimentó el reactor presentaba valores de pH cercanos a 5. En la primera carga al graficar los valores de este parámetro se observa que fue un pH ligeramente básico, el cual fluctuó entre 7 y 8.7; los valores de la mediana para la segunda carga orgánica fueron más ácidos en las primeras cámaras para después presentar un pH neutro, sus valores fueron de 5.9 a 7.2; la tercera carga fue la que presentó un pH más ácido en las primeras cámaras, neutralizándose al final del sistema, los valores de la mediana fluctuaron entre 5.0 y 7.0 (ver Anexo I).

La temperatura siempre se mantuvo estable a lo largo del reactor en las tres cargas orgánicas; su variación promedio fue de 1.5°C entre la entrada y la salida siendo la temperatura más alta siempre a la entrada del sistema, esto indica que hubo un ligero descenso a lo largo del reactor, esto se debió tal vez a la pérdida de calor producida por la evaporación del líquido a lo largo del sistema.

En la figura 3 se puede observar que para la primera carga orgánica se registró una temperatura a la entrada del sistema de 19.2°C y a la salida de 18°C; en la segunda carga los valores de la mediana fueron de 19°C a la entrada y 18°C en la salida, para la tercera carga los valores de la mediana fueron de 16.5°C y 16°C respectivamente.

La figura 4 muestra como los valores de DQO fueron disminuyendo a lo largo del reactor en las tres cargas orgánicas. La mayor eficiencia se obtuvo con la tercera carga (68%) (ver TABLA III), en la cual los valores de DQO fueron de 4,683 mg/l en la entrada y 1,958 mg/l en la salida. Los valores de la DQO de un agua de desecho de tipo doméstico son de aproximadamente de 250 mg/l, lo cual da una idea de los valores tan elevados que presenta el nejayote.

La DBO_5 es la cantidad de oxígeno consumido por los microorganismos para la descomposición aerobia de la materia orgánica biodegradable a 20°C durante 5 días en la oscuridad. Los valores que se presentan en el Anexo son valores que se tomaron para cada una de las cargas orgánicas estando el sistema estable. En la figura 4 se aprecia como disminuyen estos valores a lo largo del reactor.

La DBO_5 del nejayote es muy elevada (6,000 a 7,000 mg/l) lo cual indica las altas cantidades de oxígeno que se requieren para degradar este tipo de desecho.

Por lo que respecta al oxígeno disuelto nunca se presentaron en el reactor valores menores a 2 mg/l, lo cual garantizó que el sistema mantuviera condiciones de aerobiosis (ver figura 5).

La conductividad es una medida de la capacidad de una solución para permitir el paso de una corriente eléctrica y varía con el número y con el tipo de iones que contiene la solución. La figura 5 muestra la evolución de este parámetro a lo

largo del sistema (se utilizó la mediana para la segunda y la tercera carga orgánica). Sus variaciones para las tres cargas orgánicas no fueron notorias manteniéndose en un valor de --- 5,000 a 6,000 Ω^{-1}/cm para la primera carga, mientras que la se gunda carga presentó valores entre 14,000 a 15,000 Ω^{-1}/cm y la tercera carga de 18,000 a 20,000 Ω^{-1}/cm .

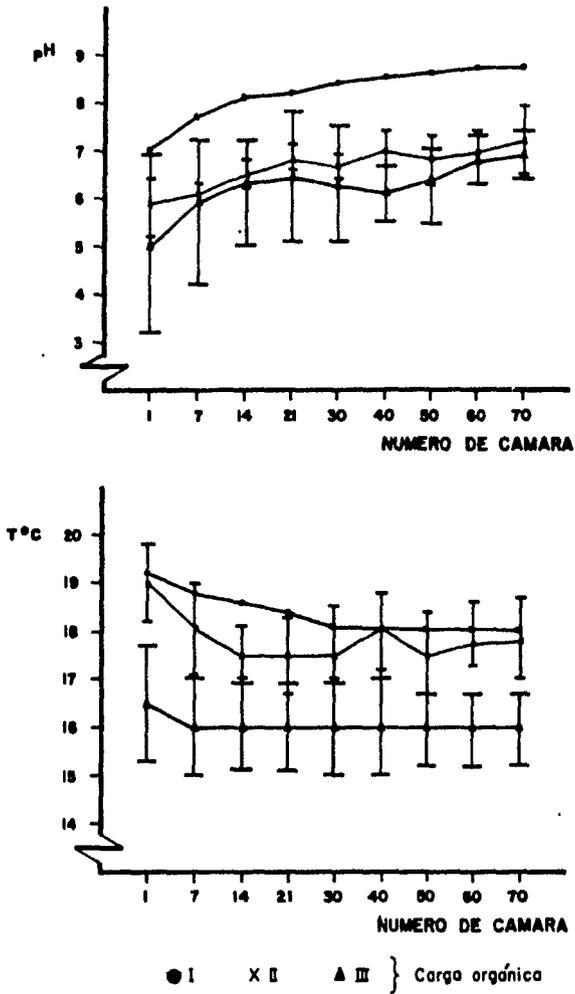


Fig 3 Variación de la mediana del pH y de la temperatura a lo largo del sistema para tres cargas orgánicas diferentes

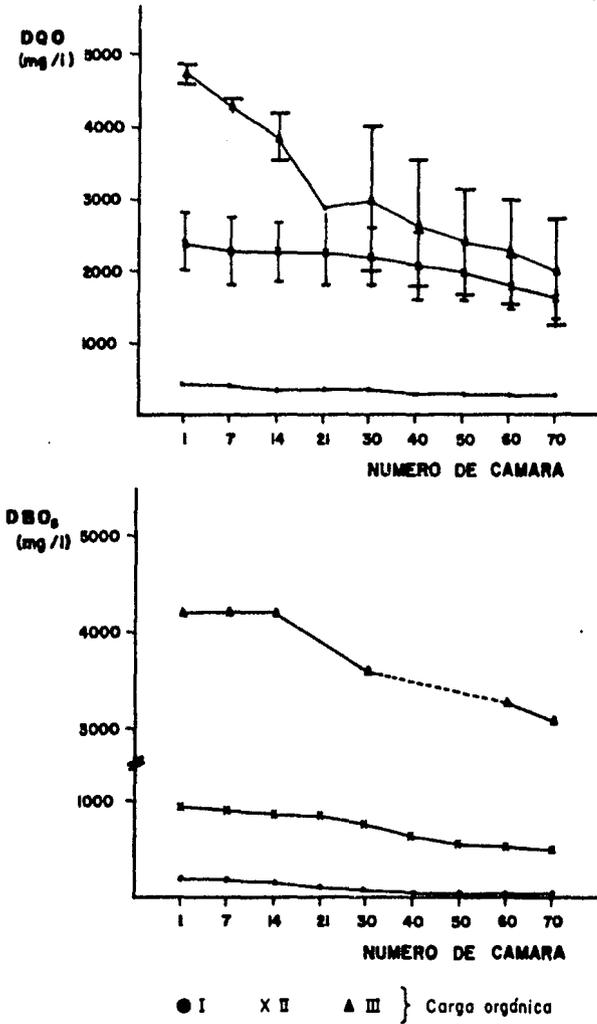


Fig 4 Variación de la DQO y de la DBO₅ a lo largo del sistema para tres cargas orgánicas diferentes

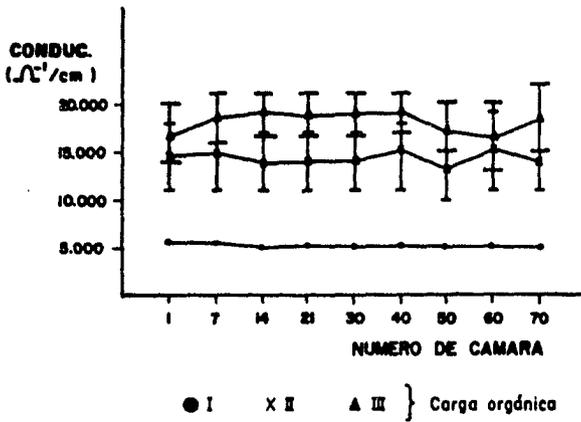
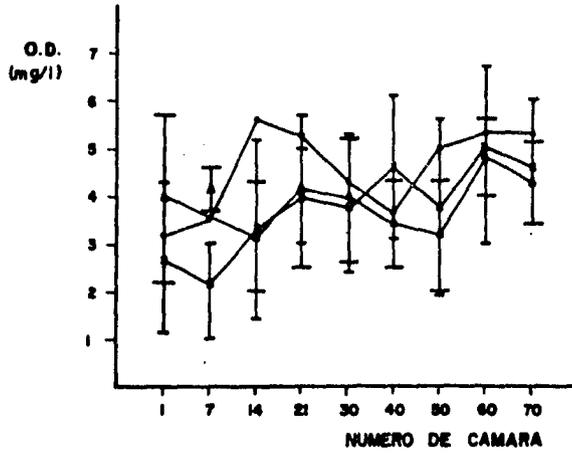


Fig 5 Variación de la mediana del oxígeno disuelto y de la conductividad a lo largo del sistema empleado tres cargas orgánicas diferentes

TABLA III. Valores de la remoción y de la eficiencia en la cascada de reactores

Núm de carga	Carga Orgánica volumétrica	Tiempo de retención hidráulico (días)	Eficiencia (Kg DQO/m ³ /d)	Remoción de DQO (%)
1	1.44	0.25	0.852	44
2	5.73	0.5	1.814	36
3	3.03	2.0	1.570	68

(González, 1983).

4.3 Parámetros biológicos

Se analizaron 450 muestras para hongos terrestres. De los microorganismos aislados se identificó de la Clase Zygomycetes Familia Mucoraceae el género Mucor sp; de la Clase Hyphomycetes se identificaron 3 Familias: de Monilaceae, los géneros Penicillium spp, Trichothecium roseum, y del género Aspergillus se se identificaron 4 grupos: Aspergillus niger, A. flavus, A. glaucus y A. terreus, de la Familia Dematiaceae se identificaron - los géneros Alternaria sp y Cladosporium sp y por último de la Familia Tuberculariaceae la especie Fusarium aquaeductuum (ver TABLA IV).

El grupo de levaduras estuvo representado por diferentes géneros no identificados.

De los cinco medios de cultivo que se emplearon en el que se obtuvo un mejor crecimiento de los microorganismos fue en el de agar papa dextrosa, el cual ha sido reportado por Ulloa (1978) como un medio favorable para el desarrollo de los hongos por los nutrientes que contiene.

Para los hongos acuáticos se analizaron un total de 90 -- muestras, en las cuales no se encontró ningún organismo.

TABLA IV. CLASIFICACION DE LOS HONGOS IDENTIFICADOS
(ULLOA-HANLIN, 1978)

REINO: Fungi

DIVISION: Eumycota

SUBDIVISION: Phycomycotina

<u>CLASE</u>	<u>ORDEN</u>	<u>FAMILIA</u>	<u>GENERO</u>
Zygomycetes	Mucorales	Mucoraceae	<u>Mucor</u> ap

SUBDIVISION: Deuteromycotina

Hyphomycetes	Moniliales	Monilaceae	<u>Aspergillus</u>	<u>GRUPO</u>
				<u>A. niger</u>
				<u>A. flavus</u>
				<u>A. terreus</u>
				<u>A. glaucus</u>
			<u>Penicillium</u> sp	
			<u>Trichothecium</u> <u>roseum</u>	
		Dematiaceae	<u>Alternaria</u> sp	
			<u>Cladosporium</u> sp	
		Tuberculariaceae	<u>Fusarium</u> <u>aquaeductuum</u>	

En la cascada de reactores se trabajó, como se dijo anteriormente, variando la carga orgánica de nejayote 3 veces así como los tiempos de retención hidráulicos (TABLA II). En la figura 6 se puede apreciar que para cada una de las cargas orgánicas que se utilizaron el número total de microorganismos por mililitro fue diferente, siendo mayor para la tercera carga, después la segunda y por último la primera.

4.3.1 Primera Carga Orgánica

De la primera carga orgánica sólo se realizó un muestreo (Anexo II) por lo cual no fue posible determinar la evolución de los hongos en el tiempo, sin embargo se puede apreciar la tendencia de éstos a disminuir a lo largo del sistema (figura 6). En esta carga orgánica se presentaron tres zonas de diferente color a lo largo del sistema; las primeras 35 cámaras tenían un color rojo oscuro el cual disminuía de intensidad en las siguientes 15 cámaras, presentando al final un color café claro (estas determinaciones fueron cualitativas no cuantitativas); las cámaras presentaban gran cantidad de material suspendido producto del desprendimiento de la película.

Se hizo una elección de las especies más abundantes en las tres cargas que se utilizaron debido a que una gran mayoría se presentó en proporciones muy pequeñas (ver Anexo II) y sólo unas cuantas fueron las dominantes; con estas especies se realizó la gráfica 7 en la cual se puede observar que en la primera carga el grupo de Aspergillus terreus fue el más abundante desapareciendo en la cámara 40 que fue la cámara -- donde se presentó la mayor abundancia de Aspegillus niger.

La figura 8 muestra el porcentaje de los hongos más abundantes que se encontraron en las diferentes cámaras del reactor. En la primera carga fueron: en las cámaras 1 y 14 Aspergillus terreus, en la 21 se presentó Aspergillus niger junto con el género Mucor sp el cual desaparece en la cámara 40 en la cual se presenta abundantemente Aspergillus niger.

El número total de especies para esta carga orgánica -- fue variable presentandose en la cámara 1 un total de 5 especies, en las cámaras 14 y 21 el número ascendió a 7, descendiendo en la cámara 40 a 6 especies, en las cámaras 50 y 70 - no se aislaron estos microorganismos.

4.3.2 Segunda Carga Orgánica

En la figura 6 se puede observar que el número de hongos en esta carga fue más bajo en la cámara 14 que al inicio del sistema debido tal vez a procesos de competencia con otros -- grupos de microorganismos por ejemplo las bacterias, las cuales se presentaron también en gran número en el reactor. Según Margalef (1974) es frecuente que se den estos procesos entre dos especies sobre todo cuando compiten por el alimento - lo cual origina el descenso o en algunos casos la desaparición de una de ellas mientras que la otra prolifera.

La evolución del número total de microorganismos/ml fue semejante a la tercera carga sólo que en menor abundancia. El número de especies en esta carga fue constante a lo largo del reactor (figura 6); en las cinco primeras cámaras se presentaron 11 especies (que fue el número máximo registrado) disminuyendo a 10 especies al final del sistema.

En esta carga dominó el grupo de levaduras y el género - Mucor sp, ambas se presentaron en mayor número en las cámaras 21 y 40 respectivamente para descender en las cámaras siguientes (50 y 70).

La figura 9 muestra la gran abundancia de levaduras que se presentó en la mayoría de las cámaras. El género Mucor sp va aumentando hasta desaparecer en la cámara 50 en donde dominan las levaduras. Fusarium aquaeductuum se presenta en la -- primera cámara como una de las especies más abundantes para -- descender en la cámara 14 y finalmente presentarse en proporciones muy bajas en la cámara 40.

La zonación de color en el reactor fue también notoria -- presentandose en las primeras 30 cámaras un color rojo oscuro el cual disminuía de intensidad en las siguientes cámaras del reactor, también había gran cantidad de material suspendido -- debido al desprendimiento de la película adherida a las paredes del sistema.

4.3.3 Tercera Carga Orgánica

La tercera carga fue intermedia con respecto a la primera y segunda carga (3.0 Kg DQO/m²/d) con un tiempo de retención mayor que las otras dos (2 días) (ver TABLA III) lo cual favoreció el desarrollo de los hongos, los cuales se presentaron en mayor número que en las otras dos cargas; en la figura 6 se puede observar que la evolución de los hongos es semejante a la que presentan las aguas de un río que recibe un afluente cargado de materia orgánica (De Lora, 1978). Su disminución en las primeras cámaras se debe al impacto producido por la -- descarga, después presentan un desarrollo máximo para luego --

descender conforme disminuye la materia orgánica, de tal manera que la relación entre la abundancia de especies y la concentración de materia orgánica es directa: a mayor concentración de materia orgánica mayor abundancia de microorganismos, en este caso los tiempos de retención altos también fueron favorables para que se llevara a cabo esta relación. Esta distribución coincide también con la zonación de color que presentó la película adherida a las paredes del reactor; en las primeras 35 cámaras esta película presentó un color rojo oscuro, el cual fue disminuyendo de intensidad en las siguientes cámaras a un color rojo más claro hasta presentar en las últimas cámaras un color café claro. Estos cambios de coloración se debieron a los diferentes tipos de microorganismos observados a lo largo del sistema.

Se presentaron en la primera cámara un total de 10 especies, en las tres cámaras siguientes se mantuvo en 11 para -- posteriormente disminuir en las dos últimas a 10 y 9 especies respectivamente, probablemente la corriente propició el arrastre de las levaduras y de las esporas de los hongos a lo largo del sistema, por lo cual siempre se encontraron hongos y levaduras en todas las cámaras del reactor (figura 6).

En la tercera carga las levaduras fue el grupo que presentó mayor abundancia en la primera cámara, teniendo un descenso brusco en la cámara 21 en la cual se presentó el género Penicillium spp como el más abundante (ver figura 7). En este caso se podría pensar en un antagonismo entre las especies, debido a la producción de algún inhibidor (antibiótico) por Penicillium que afectara el crecimiento de las levaduras, ya que posteriormente se observa que al descender este género el grupo de levaduras aumenta, disminuyendo ambas al final del sistema.

4.3.4 Resultados Generales

Las levaduras fue el grupo más abundante en la segunda y en la tercera carga orgánica esto se puede deber a que son organismos unicelulares que crecen y se reproducen más rápido que los hongos filamentosos y, en proporción a su peso son más aptas para efectuar cambios químicos debido a que tienen mayor área superficial en relación a su volumen (Pelczar, -- 1982); estas fluctuaciones de los microorganismos como se dijo anteriormente están reguladas por procesos de competencia, inhibición que se dan entre las especies, así como de las características fisicoquímicas presentes en el sistema.

En la figura 11 se resume la evolución de las especies más abundantes, así como su abundancia total y por especie a lo largo del reactor.

Los valores de pH registrados en el reactor en las diferentes cargas orgánicas se consideran tolerables para el crecimiento de los hongos; Pelczar (1982), indica una escala de pH entre 2 y 9 favorable para su crecimiento, siendo el pH óptimo para casi todas las especies de 5.6, por lo cual se puede decir en el caso del reactor que los pH bajos fueron favorables para su desarrollo, llegando a predominar sobre las bacterias en medios con un valor de pH entre 4.5 y 6.0. Este fenómeno se atribuye al menor contenido de proteínas en el protoplasma celular de los hongos (Be Lora, 1978).

Los hongos son esencialmente aerobios y el suplemento de oxígeno puede ser importante en la acumulación de los mismos. Tomlinson (1975) menciona que muchos hongos pueden crecer en bajas concentraciones de oxígeno. De Lora (1978) reporta una concentración mínima de oxígeno disuelto necesario para su crecimiento comprendido entre 0 y 0.5 mg/l. En el reactor se garantizó un suministro de oxígeno que proporcionara condiciones de aerobiosis al sistema por lo cual este factor no fue limitante para su crecimiento.

En la TABLA III se presentan los resultados de la remoción y la eficiencia de la cascada de reactores, en ella se puede observar que la tercera carga fue la más eficiente (68% de remoción) fue en esta carga en donde se encontró mayor número de microorganismos. La segunda en eficiencia fue la primera carga (44% de remoción) y por último la que presentó menor eficiencia fue la segunda carga (36% de remoción) que fue la más concentrada, pero con un tiempo de retención menor que la tercera, lo cual pudo haber influido para que se presentaran menor número de hongos que en la tercera carga (ver TABLA III).

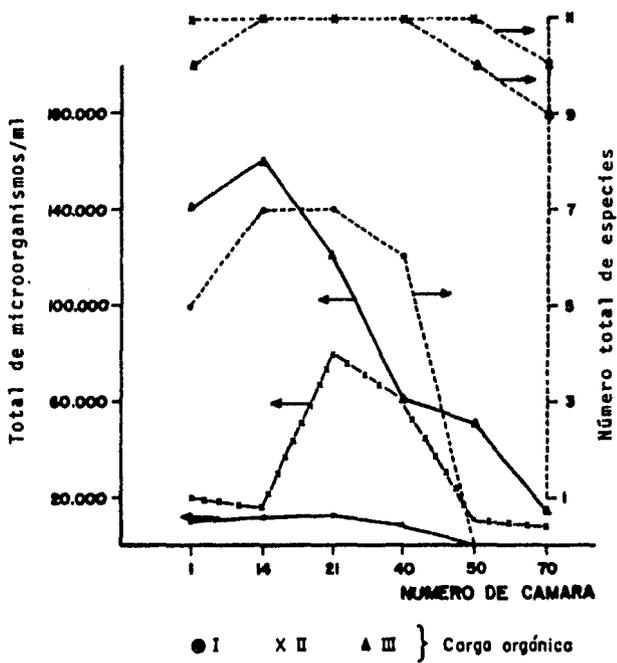


Fig.6 Total de microorganismos/ml y número total de especies en las diferentes cargas orgánicas

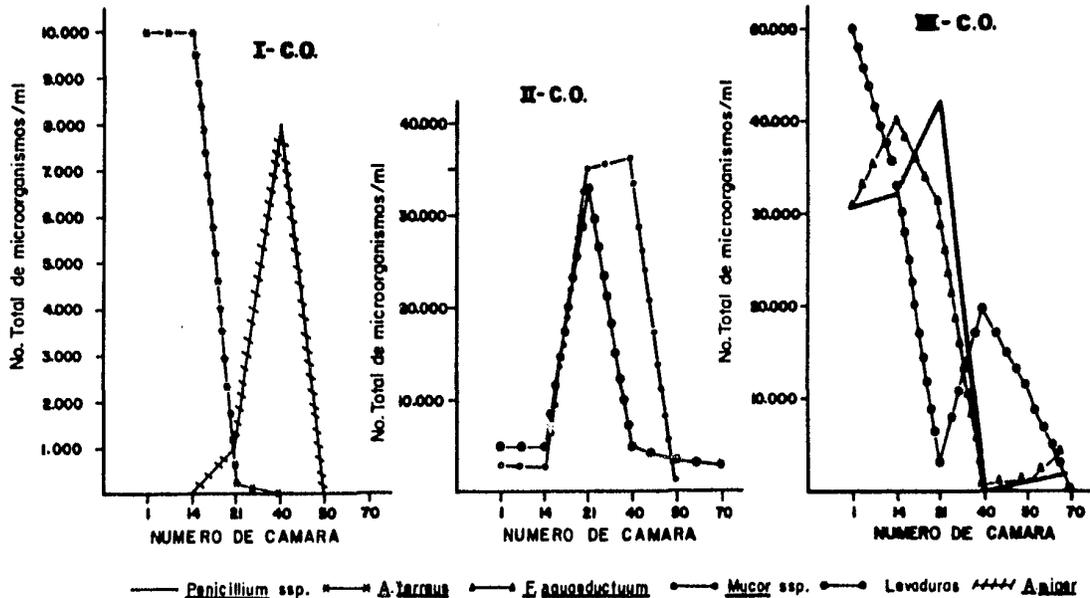


Fig 7 Fluctuación de los organismos mas abundantes en las tres diferentes cargas orgánicas

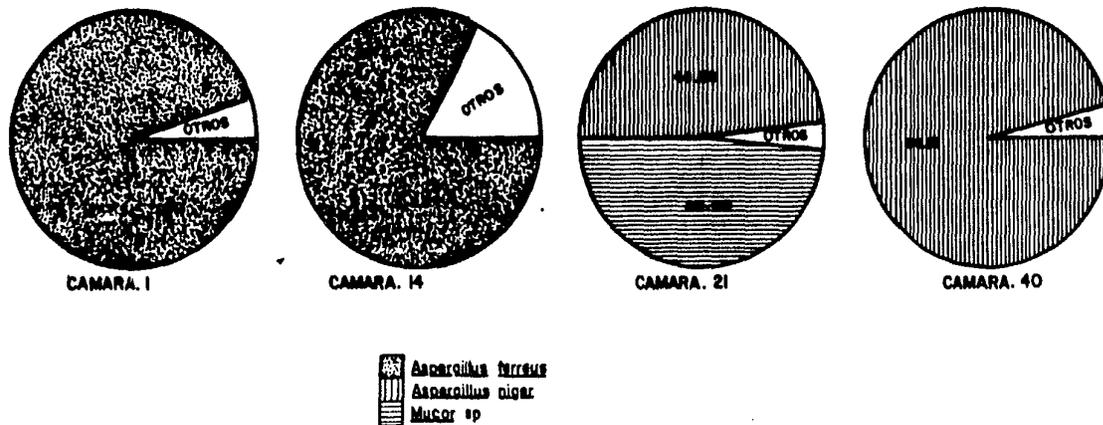


Fig 8 Porcentaje de microorganismos mas abundantes en la primera carga orgánica .

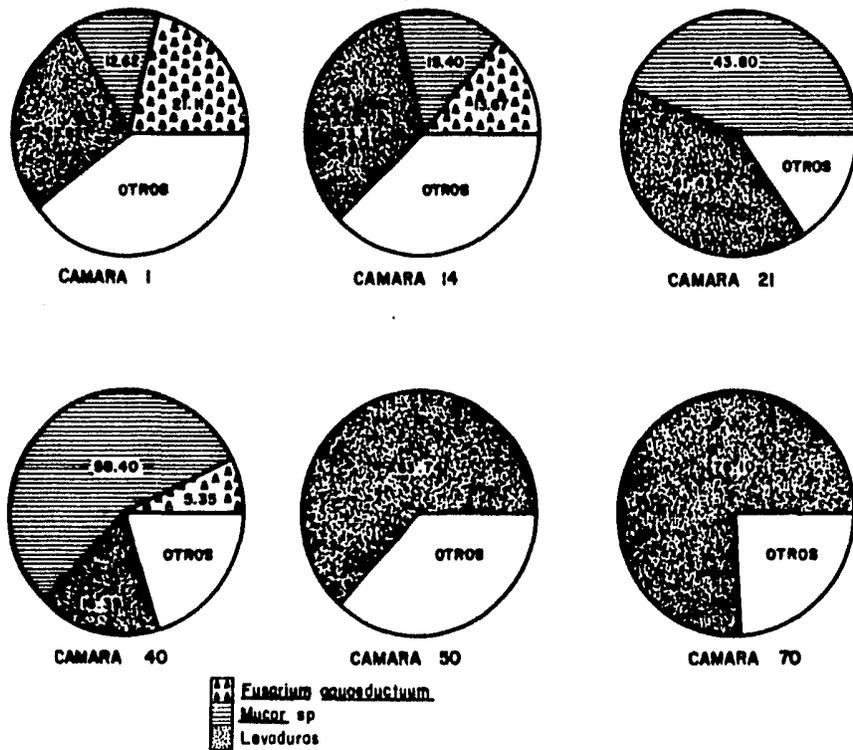


Fig 9 Porcentaje de microorganismos mas abundantes en la segunda carga organica

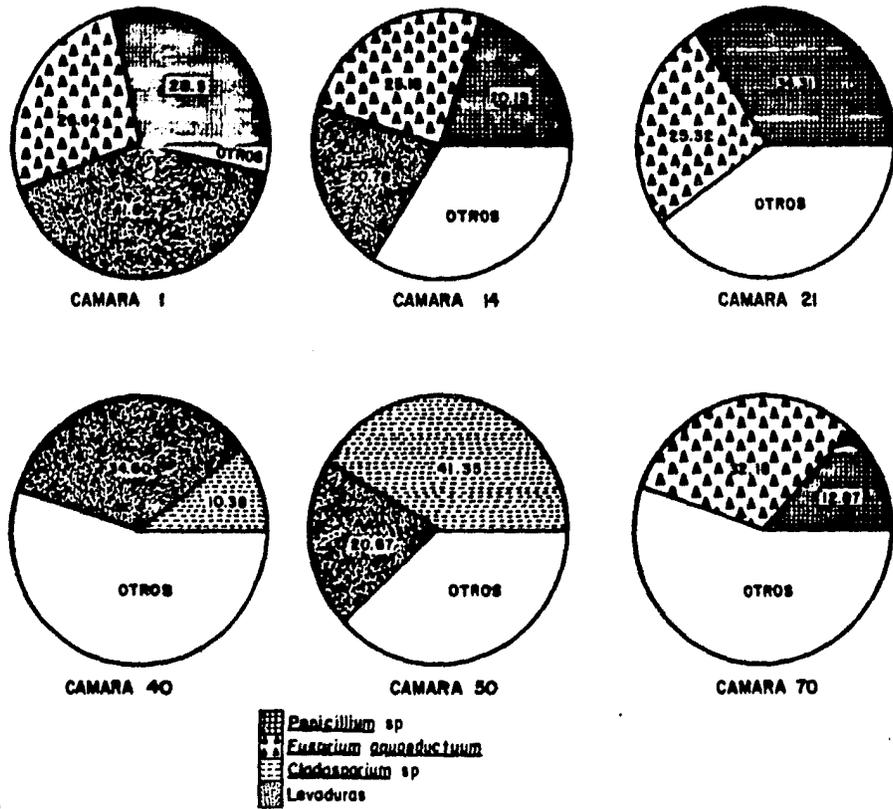


Fig 10 Porcentaje de microorganismos mas abundantes en la tercera carga orgánica

- 1 *Penicillium* spp
- 2 *A. niger*
- 3 *A. flavus*
- 4 *A. terreus*
- 5 *A. glaucus*
- 6 *I. roseum*
- 7 *E. aqueductum*
- 8 *Alternaria* sp
- 9 *Cladosporium* sp
- 10 *Mucor* sp
- 11 Levaduras

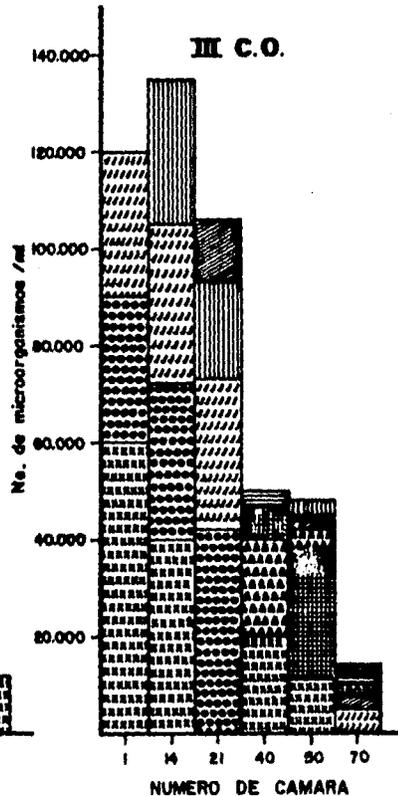
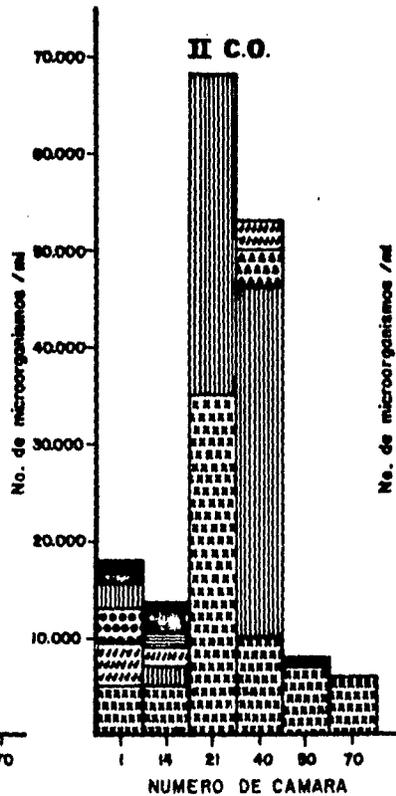
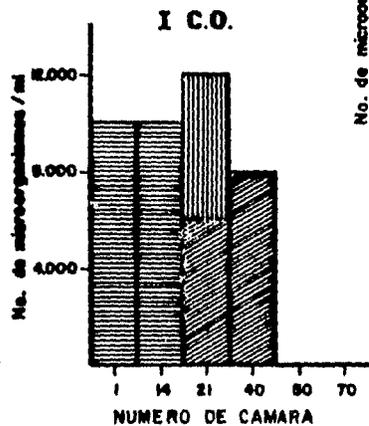


Fig 11 Número total de microorganismos/ml en las tres cargas orgánicas

5. CONCLUSIONES

-El nejayote es un agua de desecho que contiene gran cantidad de contaminantes tanto orgánicos como inorgánicos, esto lo demuestran los altos valores de DBO_5 y DQO que presenta.

- Antes de someterse a un tratamiento biológico es necesario bajar su temperatura, así como ajustar sus valores de pH.

- Los parámetros fisicoquímicos determinados no presentaron grandes fluctuaciones a lo largo del sistema, considerándose dentro de los rangos tolerables para el crecimiento de los hongos.

- La presencia de los 7 géneros de hongos identificados y el grupo de levaduras fue constante a lo largo del sistema variando solamente en abundancia, la cual se vio favorecida por la presencia de una mayor cantidad de materia orgánica y un tiempo de retención alto en el sistema.

- La tercera carga orgánica fue en donde se presentó la mayor abundancia de hongos.

- La diferente zonación de color que se presentó en el reactor coincidió con la abundancia de los hongos, siendo mayor en las primeras cámaras del reactor, disminuyendo en las últimas.

6. BIBLIOGRAFIA

A.P.H.A., A.W.W.A., W.P.C.F. 1980. Standard Methods for Examination of Water and Wastewater. Joint Ed. - Board, 14th. ed. Washington, D.C.

Alexopoulos, C. 1977. Introducción a la Micología. Ed. Universitaria. Buenos Aires. 615 p.

Barnett, H., y Hunter, B. 1972. Illustrated genera of imperfect fungi. Burgess Publishing Company. Minneapolis, Minnesota. 300 p.

Booth, C. 1977. Fusarium, Laboratory Guide to the Identification of the Major Species. Commonwealth - Mycological Institute. Kew, Surrey, England. 56 p.

Bourges, H. 1984. La pelagra y la niacina. Cuadernos de Nutrición. 1(7): 3-10.

Branco, S.M. 1984. Limnología Sanitaria, Estudios de la Polución de Aguas Continentales. OEA, Washington, D.C. 113 p.

Carranco, D., Hernández, A., Rivera, F. y Rosas, I. 1984. Soil and aquatic fungi in a waste-stabilization pond system of the State of Mexico, Mexico. Water, air and soil pollution. Journal 23: 249-256.

Cooke, W.B. 1957. Nutritional Requirements of nine common sewage fungi. Sewage and Industrial Wastes. 29(11): 1243-1251

Cooke, W.B. 1963. A laboratory guide to fungi in polluted waste sewage and sewage treatment system. Their identification and culture. U.S. Department of Health, Education and Welfare, Cincinnati, Ohio, PHS Publ. No. 999-WP-1.

Cooke, W.B., y Matsuura, G. 1969. Distribution of fungi in a waste-stabilization pond system. Ecology. 50(4): 689-694.

De Lora, F., y Miró, J. 1978. Técnicas de defensa del medio ambiente. Ed. Labor, S.A. Barcelona. 721 p.

Gaudy, A., y Gaudy. E. 1982. Microbiology for Environmental Scientist and Engineers. McGraw-Hill International Book Company, 763 p.

González, M.S. 1983. Estudio de la tratabilidad de los desechos líquidos del proceso de nixtamalización. Proyecto de Investigación No. 3303 del Instituto de Ingeniería U.N.A.M. México. 166 p.

González, M.S. 1984. Biological treatability of the -- waste-waters from the alkaline cooking of maize (indian corn). Environmental Technology Letters. 5: 365-372.

Griffin, D. 1982. Fungal Physiology. John Wiley and Sons Inc. New York & London. 383 p.

Inclan, R.S., y González, M.S. 1984. Estudio de la tratabilidad de las aguas de desecho de la Industria Nix--

tamalizadora en un sistema continuo de reactores en cascada totalmente mezclados. Proyecto de Investigación -- No. 3303 del Instituto de Ingeniería U.N.A.M. México. - 106 p.

Lacy, A.M., y Rivera, F. 1982. Análisis micológico de una laguna de estabilización facultativa de aguas negras del Municipio de Almoloya del Río, Estado de México. -- Rev. Lat-Amér. Microbiol. 24(1): 59-67.

Leyra, H.J. 1978. Utilización de las aguas residuales de nixtamalización, su acondicionamiento y análisis. Tesis (licenciatura) Escuela Nacional de Ciencias Biológicas I.P.N. México. 62 p.

Leynaud, G. 1979. Modificaciones del medio acuático por influencia de la contaminación. En La contaminación de las aguas continentales. (Ed. P. Pesson). Ed. Mundi-Prensa. España. p. 1-25.

Margalef, R. 1974. Ecología. Ed. Omega, S.A. Barcelona, España. 951 p.

Marmolejo, R.C., y González, M.S. 1984. Tratamiento de las aguas de desecho de la Industria Nixtamalizadora en un reactor anaerobio. Proyecto de Investigación No.3303 del Instituto de Ingeniería U.N.A.M. México, 98 p.

Martínez, C.J. 1973. Estudio de los hongos filamentosos aislados del río Coatzacoalcos, en la zona comprendida entre Minatitlán y Coatzacoalcos. Tesis (licenciatura). Escuela Nacional de Ciencias Biológicas I.P.N. México. 54 p.

Parkinson, D. 1982. Procedures for the isolation, cultivation and identification of fungi. In Experimental Microbial Ecology (Eds. Burns, R, y Howard, S.J.) Blackwell Scientific Publication. p. 93-151.

Pelczar, M. y Reid, R.D. 1982. Microbiology. McGraw-Hill México. p. 247-284.

Peralta, P. 1979. El uso de las aguas en la ciudad de México. Rev. de la Escuela Superior de Física y Matemáticas (ESFM) del I.P.N. México.

Raper, K.B., y Fennell, D.I. 1965. The genus Aspergillus. Williams and Wilkins, Baltimore, 686 p.

Sánchez-Mejorada, D. 1982. El maíz y su valor alimenticio. Rev. Naturaleza. 13(5):227-231.

Tomlinson, T.G., y Williams, I.L. 1975. Fungi. In Ecological aspects of used-water treatment (Eds. C.R. Curds y H. A. Hawkes). Academic Press London. 93-151 p.

Trejo-González, A., y Feria-Morales, A. 1979. Acondicionamiento, reutilización y obtención de productos de las aguas de desecho de nixtamalización. Dpto. de Invest. - en alimentos Fac. de Ing. Mecánica, Eléctrica y Electrónica, de la Univ. de Guanajuato, Salamanca, Gto. México.

Trejo-González, A., Feria-Morales, A. y Wild Altamirano, C. 1982. The role of lime in the alkaline treatment of - corn for tortilla preparation. Advances in Chemistry Series. 189: 242-263.

Ulloa, M., y Hanlin, R. 1978. Atlas de Micología Básica. Ed. Concepto, S.A. México. 158 p.

Verneaux, J. 1979. Fundamentos biológicos y ecológicos - del estudio de la calidad de las aguas continentales. -- Principales métodos biológicos. En La contaminación de - las aguas continentales. (Ed. P. Pesson). Ed. Mundi-Prensa. España. p. 267-330.

Wilderer, P., Hartmann, L. y Engelmann, G. 1978. Karlsruhe Test to Analyse Impacts of Chemical Compounds in - Water. Institut für Ingenieurbiologie und Biotechnologie des Abwassers Universität Karlsruhe. Rep.Fed. Alemana.

A N E X O I
PARAMETROS FISICOQUIMICOS

TABLA A. 1 VALORES OBTENIDOS DE TEMPERATURA (°C)

CARGA ORGANICA		I										II										III									
No. de muestreo	1	1	2	3	4	5	6	7	8	\bar{X}	S	1	2	3	4	5	6	\bar{X}	S	1	2	3	4	5	6	\bar{X}	S				
CAMARA																															
1	19.2	19	17.5	18.5	19.0	19.0	20.0	19.0	18.0	19	0.755	17.0	18.0	17.0	15.0	16.0	15.0	16.5	1.21												
7	18.8	18.0	17.0	17.5	19.0	18.0	19.0	19.0	18.0	18	0.8634	17.0	18.0	16.0	15.0	16.0	15.0	16.0	1.16												
14	18.6	18.0	17.0	17.0	18.0	17.0	18.5	18.5	17.0	17.5	0.6943	17.0	17.0	16.0	15.0	16.0	15.0	16.0	0.894												
21	18.4	18.0	16.0	17.0	18.0	17.0	19.0	18.5	17.0	17.5	0.9797	17.0	17.0	16.0	15.0	16.0	15.0	16.0	0.894												
30	18.1	18.0	17.0	17.0	18.0	17.0	19.0	18.0	17.0	17.5	0.8210	17.0	16.0	16.0	14.0	16.0	15.0	16.0	1.032												
40	18.0	18.0	17.0	17.0	18.5	18.0	19.0	18.0	17.0	18	0.7529	17.0	16.0	16.0	14.0	16.0	15.0	16.0	1.032												
50	18.0	18.0	17.0	17.0	19.0	17.0	19.0	18.0	17.0	17.5	0.8864	17.0	16.0	16.0	15.0	16.0	15.0	16.0	0.752												
60	18.0	18.5	17.0	17.0	19.0	17.5	19.0	18.0	17.0	17.75	0.8762	17.0	16.0	16.0	15.0	16.0	15.0	16.0	0.752												
70	18.0	19	17.0	17.0	19.0	17.5	19.0	18.0	17.0	17.75	0.9425	17.0	16.0	16.0	15.0	16.0	15.0	16.0	0.752												

\bar{X} = mediana

S = desviación estandar

TABLA A. 2 VALORES OBTENIDOS DE pH

CARGA ORGANICA		I										II										III									
No. de muestreo	1	1	2	3	4	5	6	7	8	\bar{X}	S	1	2	3	4	5	6	\bar{X}	S	1	2	3	4	5	6	\bar{X}	S				
CAMARA																															
1	7.0	7.1	6.2	5.5	5.7	5.5	6.0	6.7	5.7	5.85	0.5855	7.1	8.5	5.1	5.0	4.2	4.0	5.05	1.776	7.1	8.5	5.1	5.0	4.2	4.0	5.05	1.776				
7	7.7	6.2	6.1	6.1	6.1	6.3	6.1	6.5	6.4	6.15	0.1581	6.0	6.2	6.4	5.9	3.8	4.2	5.95	1.117	6.0	6.2	6.4	5.9	3.8	4.2	5.95	1.117				
14	8.1	6.4	6.8	6.4	7.0	7.0	6.3	6.2	6.7	6.55	0.3162	6.4	6.5	6.6	6.3	3.7	4.2	6.35	1.304	6.4	6.5	6.6	6.3	3.7	4.2	6.35	1.304				
21	8.2	6.9	7.2	6.5	7.2	7.0	6.7	6.7	6.8	6.85	0.2492	6.6	6.5	6.6	6.5	3.7	4.2	6.5	1.352	6.6	6.5	6.6	6.5	3.7	4.2	6.5	1.352				
30	8.4	7.0	7.4	6.5	6.7	7.0	6.6	6.5	6.7	6.7	0.2604	7.3	6.0	6.7	6.6	4.7	4.3	6.3	1.191	7.3	6.0	6.7	6.6	4.7	4.3	6.3	1.191				
40	8.5	7.0	7.6	6.4	6.6	7.1	6.6	7.3	7.1	7.05	0.3622	6.5	6.0	6.6	6.2	5.5	5.0	6.1	0.615	6.5	6.0	6.6	6.2	5.5	5.0	6.1	0.615				
50	8.6	6.6	7.6	6.0	7.2	7.1	6.8	6.6	6.9	6.85	0.4784	6.8	6.5	6.8	6.4	5.5	6.1	6.45	0.4929	6.8	6.5	6.8	6.4	5.5	6.1	6.45	0.4929				
60	8.7	6.9	7.7	6.4	7.3	7.1	6.9	7.1	7.0	7.05	0.3703	6.9	7.0	6.9	6.5	5.6	6.8	6.85	0.5269	6.9	7.0	6.9	6.5	5.6	6.8	6.85	0.5269				
70	8.7	6.8	7.7	5.6	7.4	7.0	7.3	7.1	7.6	7.2	0.6631	7.3	7.0	7.1	6.5	5.8	6.8	6.9	0.5394	7.3	7.0	7.1	6.5	5.8	6.8	6.9	0.5394				

\bar{X} = mediana

S = desviación estandar

TABLA A. 3 VALORES OBTENIDOS DE LA DEMANDA QUIMICA DE OXIGENO DQO (mg/l).

CARGA ORGANICA	I									II					III			
	6-VI 1	10-VIII 1	23-VIII 2	29-VIII 3	15-IX 4	19-IX 5	21-IX 6	\bar{x}	S	17-XI 1	26-XI 2	\bar{x}	S					
CAMARA																		
1	425	2173	2973	1960	2400	2400	2870	2400	393	4789	4576	4683	151					
7	416	1973	2907	1827	—	2360	2867	2360	497	4365	4170	4268	138					
14	376	1933	2760	1773	2385	2290	2787	2337	416	4104	3608	3856	351					
21	368	1960	2773	1577	2359	2240	2760	2299	464	—	2882	2882	0					
30	332	1867	2653	1553	2256	2147	2506	2201	407	2713	2249	2979	1039					
40	304	1760	2627	1413	2205	2040	2427	2122	444	3192	1936	2564	888					
50	304	1693	2470	1360	2102	1947	2373	2024	419	2932	1892	2412	735					
60	296	1600	2347	1320	2000	1667	2380	1833	429	2736	1716	2226	721					
70	272	1573	2127	1307	1949	1573	2133	1761	341	2476	1440	1958	733					

\bar{x} = mediana

S = desviación estandar

TABLA A. 4

VALORES OBTENIDOS DE LA DEMANDA BIOQUIMICA DE OXIGENO DBO (mg/l).

CARGA ORGANICA	I	II	III
No. de muestreo	23-V 1	14-IX 1	12-XII 1
CAHARA			
1	190	966	4200
7	193	930	4200
14	156	879	4200
21	135	864	—
30	45	750	3600
40	27	660	—
50	21	576	—
60	21	546	3300
70	21	525	3150

TABLA A. 5 VALORES OBTENIDOS DE OXIGENO DISUELTO OD (mg/l).

CARGA ORGANICA		I										II										III									
No. de muestreo	CAMARA	1	1	2	3	4	5	6	7	8	\tilde{X}	S	1	2	3	4	5	6	\tilde{X}	S	1	2	3	4	5	6	\tilde{X}	S			
		1	3.2	1.3	3.9	4.6	1.6	0.8	2.0	3.5	4.9	2.75	1.589	5.2	3.4	0.5	4.0	3.9	—	3.9	1.750	5.2	3.4	0.5	4.0	3.9	—	3.9	1.750		
7	3.5	1.3	4.1	4.2	2.4	1.4	2.1	4.3	1.9	2.25	1.282	3.6	4.1	4.2	4.8	4.4	—	4.2	0.438	3.6	4.1	4.2	4.8	4.4	—	4.2	0.438				
14	5.6	1.4	2.6	6.6	6.5	3.5	3.9	2.6	3.1	3.3	1.865	3.2	3.1	4.1	3.9	1.1	—	3.2	1.188	3.2	3.1	4.1	3.9	1.1	—	3.2	1.188				
21	5.3	1.4	4.7	4.0	4.5	3.5	3.9	3.3	3.9	3.9	1.019	2.4	5.4	4.1	4.7	1.5	—	4.1	1.623	2.4	5.4	4.1	4.7	1.5	—	4.1	1.623				
30	4.3	0.5	4.0	4.7	4.7	4.9	3.7	2.8	2.8	3.85	1.469	5.9	4.0	3.0	3.9	2.5	—	3.9	1.301	5.9	4.0	3.0	3.9	2.5	—	3.9	1.301				
40	3.6	1.0	4.4	5.7	5.3	4.8	3.2	5.3	4.5	4.65	1.528	3.7	3.4	3.3	3.5	1.6	—	3.4	0.851	3.7	3.4	3.3	3.5	1.6	—	3.4	0.851				
50	5.0	0.8	4.6	4.6	6.5	4.5	3.1	2.7	1.8	3.8	1.826	3.2	5.4	3.9	2.4	2.7	—	3.2	1.194	3.2	5.4	3.9	2.4	2.7	—	3.2	1.194				
60	5.3	0.7	4.7	5.9	6.5	5.2	3.5	5.1	3.2	4.9	1.843	5.0	4.8	4.0	3.8	5.8	—	4.8	0.807	5.0	4.8	4.0	3.8	5.8	—	4.8	0.807				
70	5.3	2.2	4.7	5.6	6.5	4.9	4.3	3.7	4.6	4.65	1.273	5.3	3.9	4.3	4.2	6.0	—	4.3	0.879	5.3	3.9	4.3	4.2	6.0	—	4.3	0.879				

\tilde{X} = mediana

S = desviación estandar

TABLA A. 6 VALORES OBTENIDOS DE CONDUCTIVIDAD ($\mu\text{m}^2/\text{cm}$).

CARGA ORGANICA		II										III								
No. de muestreo	I	1	2	3	4	5	6	7	8	\bar{X}	S	1	2	3	4	5	6	\bar{X}	S	
		CAMARA	1	5800	9000	11000	9600	17000	16000	15000	16500	14000	14500	3201	14500	16000	18000	14000	21000	20000
7	5800	10000	11000	9600	16600	16000	16300	17800	13500	14750	3272	18000	19000	18000	15000	20000	22000	18500	2331	
14	5400	9900	11000	9800	16600	15000	16500	17000	13500	14250	3066	17500	21000	18000	16000	20000	20000	19000	1891	
21	5500	9000	11000	9700	16500	16000	16000	16500	12000	14000	3240	17000	21000	18000	16000	20000	21000	19000	2131	
30	5500	9000	11100	9600	16500	16800	15900	16000	12000	13950	3270	17000	20000	18000	16000	21000	20000	19000	1966	
40	5000	8700	10600	9600	16600	15800	17000	16000	13500	14650	3382	17000	21000	19000	16000	19000	20000	19000	1966	
50	5100	8400	10200	9500	16600	14000	17800	16200	12500	13250	3557	17000	17000	16000	15000	20000	20000	17000	2074	
60	5200	8500	10700	9600	16500	16900	17300	16800	13500	15000	3655	15500	13000	17000	16000	21000	21000	16500	3190	
70	5000	7900	11000	9700	16500	15000	16300	16000	13500	14250	3313	15000	20000	17000	13000	20000	23000	18500	3688	

\bar{X} = mediana

S = desviación estandar

A N E X O II
PARAMETROS BIOLOGICOS

TABLA A. 7 VALORES DE LOS MUESTREOS BIOLÓGICOS (MICROORG/ml)
CAMARA 1

CARGA ORGANICA	I	II									III						
		1	2	3	4	5	6	7	8	TOTAL	1	2	3	4	5	6	TOTAL
ORGANISMO																	
<u>Penicillium</u> sp	20	10	100	1000	1000	100	100	1000	1000	4310	10000	10000	10000	0	1000	300	31300
<u>A. niger</u>	100	0	10	10	10	200	300	1000	1000	2530	2000	0	1000	0	2000	100	5100
<u>A. flavus</u>	0	0	0	20	10	10	100	300	200	640	100	300	400	200	1000	0	2000
<u>A. terreus</u>	10000	0	30	10	300	100	0	0	0	440	0	0	1000	0	0	400	1400
<u>A. glaucus</u>	0	0	0	10	10	100	100	0	0	220	100	100	0	0	0	0	200
<u>T. roseum</u>	0	0	0	0	0	0	10	10	30	50	0	0	0	0	0	0	0
<u>F. aquaeductuum</u>	0	0	10	30	10	100	200	3000	1000	4350	1000	10000	10000	10000	0	0	31000
<u>Alternaria</u> sp	0	20	0	20	10	20	5	3	3	81	100	200	200	0	300	0	800
<u>Cladosporium</u> sp	30	10	0	10	30	10	0	0	0	60	400	1000	1000	1000	0	0	3400
<u>Mucor</u> sp	100	100	0	100	100	1000	200	1000	100	2600	1000	2000	3000	1000	0	1000	8000
<u>Levaduras</u>	300	20	100	100	100	1000	1000	2000	1000	5320	10000	10000	10000	10000	10000	10000	60000

TABLA A. 8 VALORES DE LOS MUESTREOS BIOLÓGICOS (MICROORG/ml)
CAMARA 14

CARGA ORGANICA	I	II								III									
		1	2	3	4	5	6	7	8	TOTAL	1	2	3	4	5	6	TOTAL		
<u>ORGANISMO</u>																			
<u>Penicillium sp</u>	20		0	100	300	100	100	400	0	0	1000		0	10000	10000	10000	1000	1000	32000
<u>A. niger</u>	40		400	20	10	40	100	10	300	30	910		1000	0	0	1000	1000	1000	4000
<u>A. flavus</u>	0		0	10	0	0	0	20	100	30	160		2000	100	1000	100	300	300	3800
<u>A. terreus</u>	10000		1000	100	10	300	20	0	20	100	1550		0	0	2000	1000	0	0	3000
<u>A. glaucus</u>	10		0	300	100	0	0	0	100	100	600		0	2000	1000	1000	1000	0	5000
<u>I. roseum</u>	0		0	0	0	10	10	30	10	0	60		0	0	1000	0	0	0	1000
<u>F. aquaeductuum</u>	0		0	30	0		0	100	1000	1000	2130		10000	10000	0	10000	10000	0	40000
<u>Alternaria sp</u>	0		0	0	20	100	100	1000	0	0	1220		0	1000	0	6000	1000	0	3000
<u>Cladosporium sp</u>	20		20	0	10	10	0	10	200	100	350		1000	1000	0	1000	1000	0	4000
<u>Mucor sp</u>	1000		100	100	100	100	1000	1000	0	0	2400		10000	0	10000	10000	0	0	30000
<u>Levaduras</u>	1000		0	100	100	1000	1000	1000	1000	1000	5200		10000	10000	10000	1000	1000	1000	33000

TABLA A. 9 VALORES DE LOS MUESTREOS BIOLÓGICOS (MICROORG/ml)
CAMARA 21

CARGA ORGANICA	I									II							III					
	No. de muestreo	1	2	3	4	5	6	7	8	TOTAL	1	2	3	4	5	6	TOTAL					
<u>ORGANISMO</u>																						
<u>Penicillium</u> sp	5	0	100	100	1000	100	100	0	0	1400	10000	10000	1000	1000	10000	10000	42000					
<u>A. niger</u>	6000	100	20	10	30	100	200	0	200	660	1000	0	0	10000	1000	1000	13000					
<u>A. flavus</u>	0	0	200	200	0	200	100	100	0	800	100	100	200	1000	300	0	1700					
<u>A. terreus</u>	200	300	100	0	0	1000	1000	100	0	2500	0	0	1000	0	1000	0	2000					
<u>A. glaucus</u>	7	0	10	0	20	10	100	1000	300	1440	0	2000	1000	0	1000	0	4000					
<u>I. roseum</u>	0	0	0	0	0	0	200	100	0	300	0	0	100	300	3000	0	3400					
<u>F. aquaeductuum</u>	0	0	30	100	100	100	1000	0	0	1330	1000	10000	0	10000	10000	0	31000					
<u>Alternaria</u> sp	0	0	0	30	100	300	0	300	1000	1730	0	100	0	1000	0	0	1100					
<u>Cladosporium</u> sp	10	100	0	100	100	30	10	300	1000	1640	0	0	200	0	1000	0	1200					
<u>Mucor</u> sp	6000	0	0	1000	2000	1000	1000	20000	10000	75000	0	0	10000	0	10000	0	20000					
<u>Levaduras</u>	100	0	100	1000	1000	10000	10000	1000	10000	33100	1000	1000	1000	0	0	0	3000					

TABLA A. 10 VALORES DE LOS MUESTREOS BIOLÓGICOS (MICROORG/ml)
CAMARA 40

CARGA ORGANICA	I									II							III						
	No. de muestreo	1	2	3	4	5	6	7	8	TOTAL	1	2	3	4	5	6	TOTAL						
<u>ORGANISMO</u>																							
<u>Penicillium</u> sp	3	2	1000	1000	100	100	100	0	0	2300	0	0	0	100	100	0	200						
<u>A. niger</u>	8000	1000	200	100	100	100	100	0	100	1700	0	300	1000	1000	0	0	2300						
<u>A. flavus</u>	0	0	0	0	200	100	2000	1000	1000	4300	100	0	200	10000	10000	100	20400						
<u>A. terreus</u>	10	20	10	300	100	0	200	0	100	730	0	1000	2000	1000	0	0	4000						
<u>A. glaucus</u>	0	0	20	0	10	10	200	300	100	640	0	0	0	100	0	100	200						
<u>T. roseum</u>	0	0	0	30	100	200	100			430	0	0	100	0	0	1000	1100						
<u>F. aquaeductuum</u>	0	0	100	100	0	100	1000	1000	1000	3300	0	300	0	0	100	0	400						
<u>Alternaria</u> sp	0	0	10	100	300	100	0		100	610	100	0	0	100	1000	0	1200						
<u>Cladosporium</u> sp	7	100	0	1000	100	100	0	200		1500	0	1000	1000	2000	0	2000	6000						
<u>Mucor</u> sp	100	0	1000	1000	10000	10000	10000	3000	1000	36000	0	0	2000	0	0	0	2000						
<u>Levaduras</u>	200	1000	1000	1000	1000	100	1000	4000	1000	10100	0	0		0	10000	10000	20000						

TABLA A. 11 VALORES DE LOS MUESTREOS BIOLÓGICOS (MICROORG/ml)
CAMARA 50

CARGA ORGANICA	II										III						
	I	1	2	3	4	5	6	7	8	TOTAL	1	2	3	4	5	6	TOTAL
<u>ORGANISMO</u>																	
<u>Penicillium sp</u>	0	1	100	0	100	0	100	100	100	501	0	0	300	100	1000	0	1400
<u>A. niger</u>	0	100	0	0	0	0	100	100	200	500	1000	1000	0	0	0	1000	3000
<u>A. flavus</u>	0	0	0	0	0	100	20	100	0	220	0	0	3000	0	1000	0	4000
<u>A. terreus</u>	0	0	20	40	0	10	0	0	0	70	0	0	0	1000	1000	0	2000
<u>A. glaucus</u>	0	0	0	0	10	100	30	100	10	250	0	3000	1000	1000	0	0	5000
<u>T. roseum</u>	0	0	0	40	100	0	0	300	100	540	100	0	100	0	0	300	500
<u>F. aquaeductuum</u>	0	0	10	10	20	0	0	0	0	90	100	0	200	0	1000	0	1300
<u>Alternaria sp</u>	0	0	100	100	400	0	100	200	100	1000	0	0	0	0	0	0	0
<u>Cladosporium sp</u>	0	0	10	40	0	0	400	100	0	550	10000	10000	1000	0	1000	0	22000
<u>Mucor sp</u>	0	10	100	100	100	0	0	0	0	310	0	1000	1000	1000	0	0	3000
<u>Levaduras</u>	0	1000	1000	1000	1000	1000	1000	1000	0	7000	0	0	1000	0	10000	0	11000

TABLA A. 12 VALORES DE LOS MUESTREOS BIOLÓGICOS (MICROORG/m¹)
CAMARA 70

CARGA ORGANICA	I										III						
	1	1	2	3	4	5	6	7	8		1	2	3	4	5	6	
<u>ORGANISMO</u>																	
<u>Penicillium</u> sp	0	100	0	0	10	10	0	0	0	120	0	0	0	0	1100	1000	2000
<u>A. niger</u>	0	0	100	100	100	100	0	0	0	400	0	0	200	100	2000	1000	3300
<u>A. flavus</u>	0	0	0	20	0	10	0	30	0	60	200	100	100	0	0	100	500
<u>A. terreus</u>	0	0	100	0	0	100	0	0	100	300	0	0	0	0	1000	1000	2000
<u>A. glaucus</u>	0	0	0	0	10	0	30	10		50	100	100	100	0	0	0	300
<u>T. roseum</u>	0	0	40	30	10	200	100	0	0	380	1000	1000	0	0	0	0	2000
<u>F. aquaeductuum</u>	0	0	10	0	10	0	300	0	100	420	3000	1000	1000	0	0	0	5000
<u>Alternaria</u> sp	0	0	3	0	4	0	10	0	0	17	1	2	0	3	0	0	6
<u>Cladosporium</u> sp	0	0	10	0	20	0	0	0	0	30	30	100	200	100	0	0	430
<u>Mucor</u> sp	0	0	100	0	0	0	0	100	0	200	0	0	0	0	0	0	0
<u>Levaduras</u>	0	100	100	0	4000	0	1000	0	4000	6200	0	0	0	0	0	0	0