



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA DE MEXICO

FACULTAD DE QUIMICA

445

ESTUDIO COMPARATIVO DEL EFECTO DE UNA MEZCLA DE SUSTANCIAS QUIMICAS SOBRE LA MICROFLORA DEL CICLO DEL NITROGENO EN COMPOSTA



T E S I S
QUE PARA OBTENER EL TITULO DE:
QUIMICO FARMACEUTICO BIOLOGO
P R E S E N T A N
MARTHA ELENA CARRILLO VAZQUEZ
BLANCA MORALES CUAPANTECATL
MARIA ESTHER PEREZ JACINTO
MEXICO, D. F. 1980



Universidad Nacional
Autónoma de México



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

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

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

JURADO ASIGNADO ORIGINALMENTE SEGUN EL

TEMA

PRESIDENTE: PROF: LILIA VIERNA GARCIA
VOCAL: PROF: ALFREDO ECHEGARAY ALEMAN
SECRETARIO: PROF: JORGE SOTO SORIA
PRIMER SUPLENTE: PROF: ROSA MARIA RAMIREZ GAMMA
SEGUNDO SUPLENTE: PROF: BEATRIZ LUNA MILLAN

SITIO DONDE SE DESARROLLO EL TEMA:

LAB. DE MICROBIOLOGIA EXPERIMENTAL
FACULTAD DE QUIMICA, U.N.A.M.

SUSTENTANTES:

CARRILLO VAZQUEZ MARTHA ELENA

MORALES CUAPANTECATL BLANCA

PEREZ JACINTO MARIA ESTHER

ASESOR DEL TEMA:

PROF. JORGE SOTO SORIA

Queremos hacer patente nuestro agradecimiento
a los maestros, por sus consejos y por ha-
bernos brindado su tiempo, energía y cono-
cimientos

M. en C. Alfredo Echegaray Alemán

Ing. Abel Rodríguez Berumen
Maestro de Simulación en el I.T.R.L.

Q.B.P. Jorge Soto Soria

A mi madre:

Con cariño y un agradecimiento profundo
por su abnegación, por su gran confian-
za y constante estímulo

A mi esposo Gerardo
A mis hijas Martha y Sandy
Con amor

A mis hermanos:
Jaime y Lily

A Don Francisco y Doña Soledad
por su gran apoyo

A mis cuñados, amigos, y a todas las personas
que de alguna manera colaboraron haciendo po-
sible la realización de este trabajo

Martha

A la memoria de mi
inolvidable padre

A mi madre con todo cariño y respeto
porque me dió la vida, y por ser la
persona a quien debo todo lo que soy

A mis hermanos: Gloria,
Aida, Abel, Ray y Coralito
por su paciencia y comprensión

Blanca

A mis padres:

Salvador y Nachita
Como un humilde tributo a todo aquello
que me han dado a cambio de nada

A mis tíos:

Fernando y Lolita
Concepción

A mis hermanos:

Alfonso
Rebeca
Lulú
Estela
Paty
Salvador
Jesús

A mis sobrinos:

Mónica, Gerardo, Manolo,
Magda, Mayela, Chavita, Paquito

A mis amigos, Roberto Canales y Roberto Gutiérrez
por su desinteresada ayuda

María Esther

C O N T E N I D O

	Pág.
<u>INTRODUCCION</u>	2
<u>CAPITULO I</u> GENERALIDADES	8
<u>CAPITULO II</u> MATERIALES Y METODOS	25
<u>CAPITULO III</u> RESULTADOS	45
<u>CAPITULO IV</u> ANALISIS DE RESULTADOS	59
<u>CONCLUSIONES</u>	70
<u>BIBLIOGRAFIA</u>	73

INTRODUCCION

I N T R O D U C C I O N

Entre los organismos y el ambiente se establecen infinitas relaciones, las cuales hacen que el intercambio de la materia orgánica sea cíclico. Permitiendo la circulación de materia y de energía entre los organismos y su habitat. Observándose que en un momento dado, el material de desecho es descompuesto y transformado a compuestos sencillos fáciles de asimilar por los organismos y así volver a iniciar el ciclo.

Pero a medida que los desechos, por la acción del hombre van en aumento, la descomposición y transformación en forma natural se hace cada vez más difícil, presentándose esto ya no como una parte del mencionado ciclo, sino como una fuente de contaminación, volviéndose un problema, el cual reviste mucha amplitud ya que es tanto biológico como químico, agronómico, económico, etc.

Este problema se ha presentado siempre, pero se ha agudizado al aumentar la población, ya que aunado a ello aumentan los desechos sólidos o basuras.

Motivo por el cual desde hace algunos años se han venido realizando diversos trabajos en mayor o menor grado sobre la transformación de basura a composta, para utilizarla como abono orgánico.

De estos trabajos mencionaremos los que se presentan a partir de 1953, cuando se establece una compañía privada con el nombre de Compañía Mexicana de Abonos Agrícolas, S.A. que opera hasta 1962, utilizando el método Edaphon*.

Actualmente, el Departamento del Distrito Federal ha instalado una planta de tratamiento e industrialización de desechos sólidos en la colonia San Juan de Aragón, D.F., en donde en forma experimental se procesan de 500 a 750 toneladas diarias de basura.

El interés que despierta la resolución de este problema a una forma favorable, ha dado lugar a la realización de trabajos con diversos enfoques, presentando a continuación referencias de algunos de estos trabajos realizados en la Ciudad de México.

* Comunicación personal del Q.B.P. Jorge Soto Soria.

- a) García Lezama, Luis Francisco.
"Algunos intentos de fermentación y transformación -
de basurus a humus"
Tesis Profesional. Fac. de Ciencias. UNAM, 1969.
- b) Carrilo García Rebeca; Flores Carrasco del C. Ma. -
Elena; Resendiz Vázquez Bertha.
"Estudio Microbiológico de la descomposición de resi
duos sólidos orgánicos de origen doméstico"
Tesis Profesional. Fac. de Química. UNAM, 1977.
- c) González Amaya, Fernando.
"Evaluación de un proceso acelerado de composteo a -
partir de desechos sólidos urbanos"
Tesis Profesional. Fac. de Química. UNAM, 1978.
- d) Roldán Mendoza, Antonio.
"Investigación de microorganismos del ciclo del ni -
trógeno en el proceso de la degradación de los dese-
chos sólidos en la planta de tratamiento de la Ciu -
dad de México"
Tesis Profesional. Fac. de Química. UNAM, 1979.
- e) Rodríguez Hernández, Carolina.
"Estudio Químico del proceso de descomposición de de
sechos sólidos de origen doméstico a composta"
Tesis Profesional. Fac. de Química. UNAM, 1979.

El objetivo de este trabajo, fue la realización de un estudio con material de desecho de origen doméstico, un poco más seleccionado (material que se mencionará en el capítulo correspondiente), con el propósito de seguir el curso de la transformación, introduciendo una variante al proceso, la cual consistió en adicionar sustancias químicas de las que se sabe que los microorganismos utilizan como nutrimentos.

No teniendo antecedentes de otros trabajos, el proceso que nosotros seguimos y la forma en que se programó éste, fue completamente empírica.

Para la realización de este trabajo fueron tomados como parámetros de estudio principalmente, la población microbiológica referida al Ciclo del Nitrógeno, materia orgánica, nitrógeno total, contenido de humedad, pH, temperatura, capacidad de intercambio catiónico total, cationes intercambiables como potasio, calcio, magnesio, y fósforo soluble.

Todas estas determinaciones se realizaron en forma comparativa y por duplicado, a excepción de las microbiológicas que sólo se hicieron en forma comparativa sin ser por duplicado.

La comparación mencionada se realizó con un material formado de desechos de origen doméstico, el cual se fraccionó en dos partes iguales: la primera parte se dejó descomponer en forma natural, mientras que la segunda porción fue adicionada con una mezcla de compuestos químicos. El objeto de esto fue poder determinar lo siguiente:

- a) Cómo se ve afectada la descomposición y bajo qué condiciones aparecen los microorganismos en estudio.
- b) Ver además si al agregar sustancias químicas (nutrientes), mejoran o no estas condiciones.
- c) Si existe un aumento o disminución en el tiempo de descomposición.

C A P I T U L O I

GENERALIDADES SOBRE EL CICLO
DEL NITROGENO

GENERALIDADES SOBRE EL CICLO DEL NITROGENO

La composición química de la materia orgánica de desperdicio es muy compleja. La falta de una constitución química uniforme o definida, está indicada por la gran variedad de material orgánico del cual se origina.

En la naturaleza el humus proviene principalmente de los vegetales o sus partes, como por ejemplo las hojas, frutos, raíces y porciones leñosas; proviene también del soma de los animales muertos, desde los grandes mamíferos hasta los insectos y microbios. Esta materia orgánica está sujeta a una descomposición continua a través de una serie de procesos bioquímicos (25).

Los procesos que intervienen en la descomposición de la materia orgánica durante los cuales se forman nuevos compuestos más sencillos, se conocen ordinariamente como putre

facción, fermentación y descomposición. En términos científicos más exactos, los cuatro procesos principales que intervienen son: oxidación, reducción, hidrólisis y carbonatación. Cualquiera que sea el nombre con que se le denomine, estos mecanismos son de importancia singular, porque sin la presencia de los microbios y de sus funciones, la materia orgánica se acumularía hasta un punto en que todo el nitrógeno, fósforo, potasio, azufre y carbono combinados, estarían fijos en forma inaprovechable, en combinación orgánica (25).

Si los microorganismos del suelo al atacar la materia orgánica, no liberaran continuamente estos elementos tan importantes, poniéndolos en circulación de modo que puedan ser utilizados una y otra vez, pronto cesaría la vida animal y vegetal por causa del agotamiento de los elementos fácilmente aprovechables (2).

Siendo tan amplio el campo de estudio de estos procesos, en nuestro trabajo solamente nos concretamos a estudiar en una forma general el proceso del ciclo del nitrógeno, durante el proceso de descomposición del material orgánico, bajo dos modalidades como se indicó anteriormente en la introducción.

CICLO DEL NITROGENO

El nitrógeno, además de su forma gaseosa, se encuentra contenido en diversas sustancias orgánicas, principalmente en forma de proteína cuya descomposición y transformación a sustancias inorgánicas más sencillas asimilables, -- se realiza en diversas etapas, siendo el proceso químico -- más importante la hidrólisis biológica que descompone gradualmente las proteínas dando péptidos, aminoácidos y finalmente amoníaco, más que nada por la interacción de enzimas proteolíticas producidas por diversos microorganismos. A toda esta secuencia de procesos que termina finalmente en la producción de amoníaco se le denomina AMONIFICACION (2).

[Esta forma reducida de nitrógeno inorgánico sirve como punto de partida para la formación biológica de nitratos mediante una oxidación, proceso que se conoce con el nombre de NITRIFICACION.]

[Algunas transformaciones del nitrógeno producen una pérdida del mismo, en forma de nitrógeno gaseoso y es conocido como DESNITRIFICACION, ésto es debido a la reducción de los nitratos y nitritos a nitrógeno molecular y en algunos casos a óxidos de nitrógeno.]

Amonificación. En la naturaleza, la hidrólisis de --

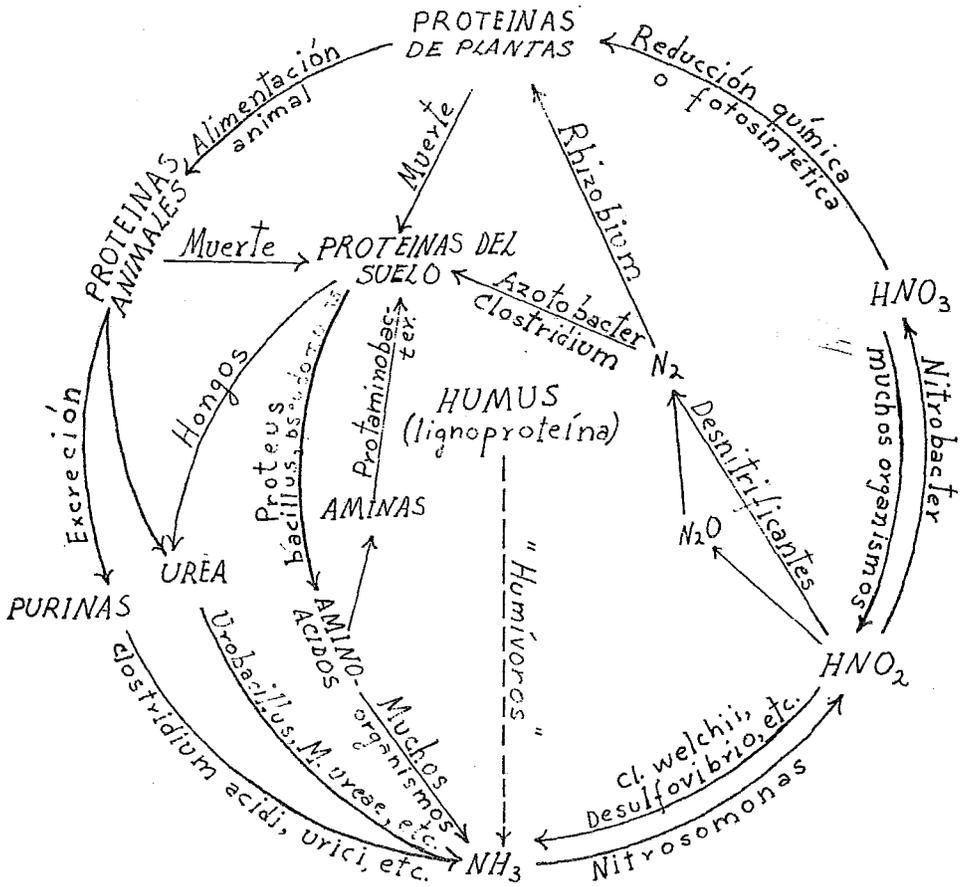


FIGURA 1.1

El ciclo del Nitrógeno. (24)

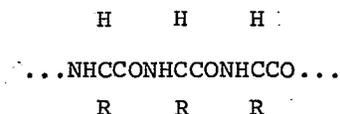
proteínas y otras sustancias nitrogenadas son el resultado del metabolismo de una multitud de especies de microorganismos, en donde cada una de ellas ocupa un lugar en la secuencia de poblaciones microbianas que aparecen y desaparecen durante la degradación. Esta población proteolítica consiste de bacterias aerobias, hongos y actinomicetos, así como ciertas bacterias facultativas y algunas estrictamente anaerobias; varios productos intermedios se forman durante la proteólisis aerobia, hasta obtener finalmente CO_2 , amonio y agua (2).

Anaeróbicamente, los compuestos malolientes producidos son relacionados durante la degradación con materiales ricos en proteínas y con la putrefacción. El producto final de la transformación anaerobia es amonio, aminas, CO_2 , ácidos orgánicos, indol, escatol, mercaptanos, y sulfuro de hidrógeno.

La molécula proteínica está compuesta de una cadena larga de aminoácidos, todos los cuales tienen la estructura general tipo $\text{H}_2\text{NCHRCOOH}$ donde R puede ser un átomo de hidrógeno, un grupo metilo, una cadena de carbono corta, o una estructura cíclica (2).

Unos veinte aminoácidos diferentes son fundamentales en la molécula proteínica, unidos por enlaces peptídicos --

(CO-NH) presentando el siguiente tipo de estructura:



La proteólisis es llevada a cabo por enzimas proteolíticas extracelulares, sintetizadas por los microorganismos, las cuales atacan e hidrolizan el enlace peptídico de las proteínas y péptidos; éstas son conocidas como proteasas; éstas se consideran de dos tipos generales:

- a) exopeptidasas, que hidrolizan eslabones peptídicos en la vecindad de la cadena terminal del aminoácido y
- b) endopeptidasas, que hidrolizan a distancia del final de la cadena (2).

En el proceso, la proteólisis enzimática rompe la molécula proteínica dando peptonas (grandes cadenas de aminoácidos), luego péptidos y finalmente se obtienen aminoácidos libres, que son el producto final de la acción de las proteasas.

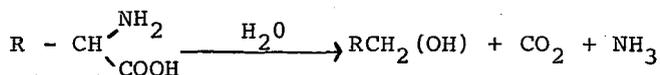
La reacción es una hidrólisis con la ruptura enzimática del enlace peptídico y la adición de agua. Una vez re

ducida la proteína o aminoácidos puede ser asimilada por los microorganismos directamente o transformada a ión amonio previo paso por la forma de urea.

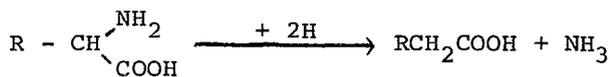
Dentro de la célula, los aminoácidos pueden servir como fuente de energía, carbono y nitrógeno.

El nitrógeno de la mayoría de los aminoácidos es removido como amonio antes de la descomposición de la porción del carbono de la molécula; obteniendo los microorganismos el nitrógeno por la asimilación del amonio. El mecanismo común para la inicial degradación de aminoácidos es la desaminación, siguiendo las posibles rutas:

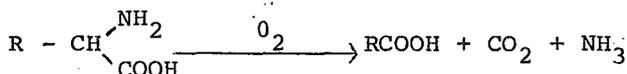
1 Desaminación hidrolítica con descarboxilación



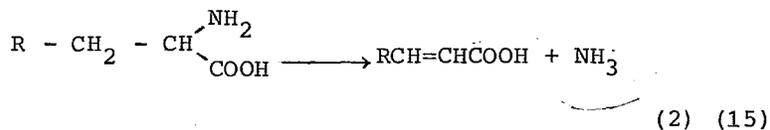
2 Desaminación reductiva



3 Desaminación oxidativa con descarboxilación

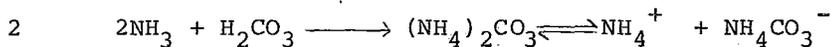
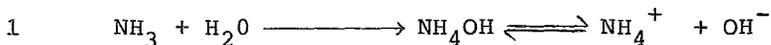


4 Desaminación con formación de doble ligadura



En estas reacciones, la humedad juega un papel muy importante ya que a medida que se va perdiendo humedad, la velocidad de este proceso va disminuyendo (9).

El amonio producido se combina con el agua o con el ácido carbónico para dar el ión:



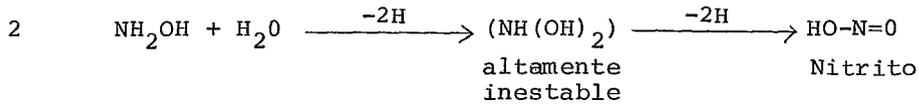
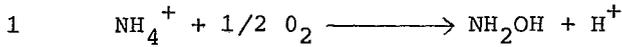
Por otro lado, mientras los iones amonio intercambiables sean fácilmente asimilables por los microorganismos y plantas superiores, éste será fácilmente transformado. Por lo que el amonio es básicamente relacionado con residuos ricos en proteínas, donde el exceso producido en el metabolismo microbiano es liberado dentro del medio ambiente, el cual puede ser subsecuentemente oxidado a nitrato.

Nitrificación. El trabajo pionero de S. Winogradsky estableció que la nitrificación está asociada con el metabolismo de ciertas bacterias quimiotróficas.

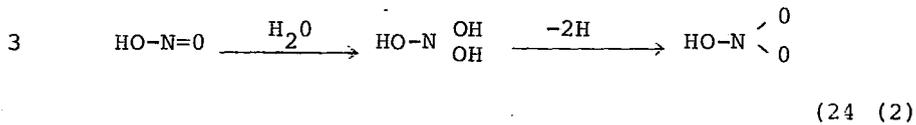
Dos grupos fueron distinguidos, uno deriva su energía para síntesis celular de la oxidación del amonio, el otro de la oxidación del nitrito. Llevándose a cabo la reacción en dos etapas; la primera etapa es llevada a cabo por un grupo de bacterias autotróficas del género Nitrosomonas y el segundo paso es afectado grandemente por un grupo de bacterias autotróficas del género Nitrobacter. Todas estas bacterias están clasificadas en la familia Nitrobacteriaceae del orden Pseudomonadales (2).

Los miembros de la familia varían en forma; no todas las especies poseen flagelo, pero al poseerlo lo presentan usualmente en forma polar. A pesar de la falta de homogeneidad morfológica, resalta la similaridad fisiológica, especialmente con respecto a las reacciones productoras de energía, siendo la energía para su crecimiento derivada del metabolismo oxidativo del amonio a nitrato.

El crecimiento autotrófico (24) con oxidación de amonio puede ser considerada como una pareja de reacciones eslabonadas: la primera que consiste en la formación de nitrato. Comprendiendo probablemente tres partes:



La segunda reacción corresponde a la oxidación del nitrito.



Las condiciones que influyen el desarrollo de la nitrificación son rígidas ya que las bacterias nitrificantes son extremadamente sensibles a su medio ambiente, mucho más que los demás organismos heterotróficos (9).

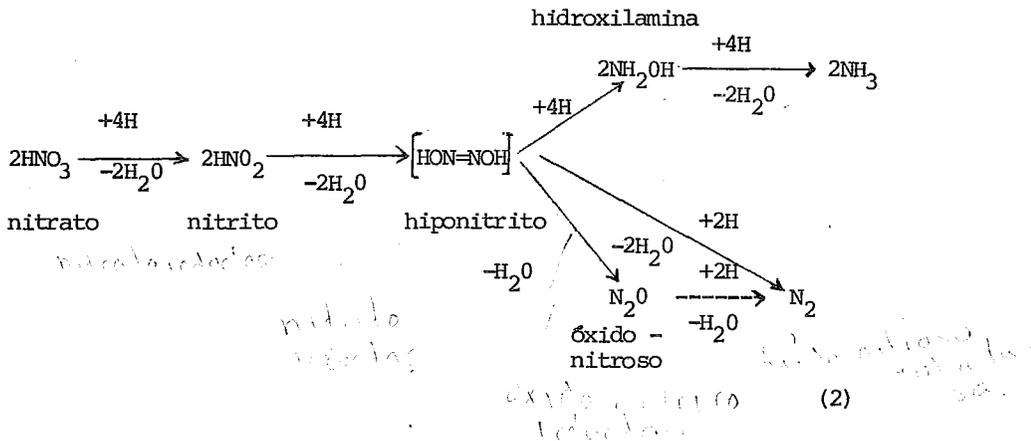
Desnitrificación. Una de las propiedades fisiológicas características de la mayor parte de los microorganismos desnitrificantes es su habilidad para producir gas por reducción de los nitratos durante la respiración. Como quiera que sea, esta habilidad es fundamental en una amplia variedad de microorganismos, es probable que el camino metabólico difiera entre los grupos representativos, pero la diferencia no es probablemente grande.

El mecanismo específico por el cual la volatilización ocurre no es realmente conocido (9), pero cuatro reac-

ciones han sido propuestas: (2) (9)

a) Pérdida biológica del amonio, b) descomposición química de los nitratos bajo condiciones ácidas, para producir óxido de nitrógeno, c) producción de N_2 por la reacción del ácido nitroso con el amonio o aminoácidos, d) desnitrificación microbiana llevada a la liberación de N_2 y N_2O ; siendo éste el mayor mecanismo de volatilización de nitrógeno y probablemente el más común por medio del cual el N_2 y N_2O son involucrados en la desnitrificación.

El camino general de la reacción puede ser representado como sigue:



Estando el N_2 en forma libre, es fijado por microorganismos fijadores de nitrógeno, no perdiéndose éste del to

do, volviéndose a incorporar al sistema suelo planta de esta manera; con las dos etapas anteriores mencionadas, se cierra el ciclo, continuando de esta forma el equilibrio. Sin embargo, estos procesos sólo se llevan a cabo si las condiciones son favorables al desarrollo de los microrganismos del suelo.

FACTORES QUE AFECTAN LAS CONDICIONES AMBIENTALES DE LA POBLACION MICROBIANA DEL CICLO DEL NITROGENO

Los microorganismos para su desarrollo requieren de condiciones favorables tales como: humedad, temperatura, pH, un nivel adecuado de elementos nutricionales y aeración; siendo unas condiciones de más importancia que otras para cada proceso, pero en general todas son indispensables.

Amonificación. En la amonificación el pH, la temperatura y la humedad son las principales condiciones ya que el proceso es posible que se lleve a cabo en condiciones de aerobiosis y anaerobiosis, por lo que el pH hace que la producción de nitrógeno inorgánico sea mayor en condiciones neutras que en ácidas.

Al irse incrementando la alcalinidad, ésta se asocia mucho con una suficiente amonificación; siendo el pH ópti-

mo para ésta de 7 a 8.

La temperatura igualmente afecta la secuencia de la amonificación, debido a que en este paso, las enzimas proteolíticas que catalizan la reacción son sensibles a la temperatura, lo que afecta al crecimiento de los microorganismos.

Así a 2°C la microflora mineraliza lentamente el complejo orgánico, pero no hay incremento de amonio o nitrato donde el suelo está congelado. La elevación de la temperatura desde el punto helado al óptimo aumenta la movilización del nitrógeno en proporción directa al aumento de calor.

En contraste con las demás transformaciones microbianas, la temperatura óptima para la amonificación no es el rango mesofílico pero su rango es por encima de los 40°C, usualmente entre 40 y 60°C. El amonio se acumula en compostas y pilas de abono o estiércol mantenidas a 65°C, demostrando con eso la actividad termofílica (2).

Nitrificación. Como la nitrificación es un proceso de oxidación, la aeración es muy importante, por lo que es necesario cualquier procedimiento para incrementarla.

También la temperatura lo es, y las investigaciones han confirmado el hecho de que por debajo de los 5°C y por arriba de los 40°C el porcentaje de nitrificación es muy bajo; como se ve el rango varía, pero el óptimo generalmente está entre 30 y 35°C (2).

Además la nitrificación es gobernada en gran parte por el contenido de humedad. En la práctica se sabe que la humedad del suelo óptima para las plantas superiores es también la óptima para el proceso de la nitrificación (9).

También se requiere de un abundante intercambio de bases. Esto es debido en parte a la débil nitrificación que se observa en los suelos ácidos minerales y a la aparente sensibilidad de los organismos a un pH bajo. Sin embargo, la acidez dentro de límites razonables, parece tener poca influencia sobre la nitrificación cuando las bases están presentes. Esto es especialmente cierto en suelos turbosos, donde se observa que a valores de pH iguales o menores a 5, estos suelos tienden a acumular nitratos. (9) Varias investigaciones han demostrado una correlación significativa entre la producción de nitrato y el pH; en medio ácido, la nitrificación ocurre lentamente aún en la presencia de un adecuado abastecimiento de amonio, y las especies representativas son raras o están totalmente ausentes cuando existe una gran acidez.

En este último caso las condiciones pueden mejorarse fácilmente aumentando el pH por medio de aplicaciones de carbonato de calcio llegando si es posible, al pH óptimo que en el caso de estos microorganismos, está entre 8.5 y 8.8 para Nitrosomonas, y para Nitrobacter entre 8.3 y 9.3 (2) (24).

Desnitrificación. Como en la nitrificación, la disponibilidad de oxígeno es una determinante crítica; la aereación afecta el proceso de desnitrificación, y solamente procede cuando el suministro de O_2 es insuficiente para satisfacer la demanda microbiana, siendo necesario como ya se mencionó antes, la formación de nitritos y nitratos, los cuales son esenciales para esta desnitrificación.

Este mecanismo en el cual está involucrada la falta de oxígeno no es bien conocido.

La desnitrificación es también marcadamente afectada por la temperatura, y es lenta a $2^\circ C$ pero se incrementa en proporción directa al aumento de la temperatura, alcanzándose la óptima a los $25^\circ C$. La transformación procederá aún a elevadas temperaturas alrededor de 60 a $65^\circ C$ y la rápida liberación de N_2 en el rango más elevado de temperatura sugiere una activa flora termofílica.

{ El contenido de humedad es un factor importante en -
la desnitrificación, ya que un exceso de ella tiende a dis-
minuir la aeración disminuyendo consecuentemente la difusión
del oxígeno, lo que favorece la desnitrificación (2) }

C A P I T U L O I I
M A T E R I A L E S Y M E T O D O S

DESCOMPOSICION DE LA MATERIA ORGANICA EN DES
PERDICIO

- 2.1 Se procedió a reunir desperdicios orgánicos de ori -
gen vegetal formados por restos de: naranja, san -
día, papaya, plátano, cacahuete, melón, jícama, agua
cate, zanahoria, papa, hojas de lechuga, residuos de
ejotes, olotes, pasto y hojarasca.
- 2.2 Este material fue fraccionado en trozos que variaban
en tamaño entre 1 y 5 cm. en su mayoría. Se mezcló-
lo mejor posible y se pesó en su totalidad, obteniénd
dose un peso aproximado de 47 kg.
- 2.3 Se procedió posteriormente a formar 2 pilas o banca
les. con un peso aproximado de 23 kg. cada uno.

Estos bancales de forma piramidal tuvieron las si -
guientes dimensiones:

	Bancal A	Bancal B
Base mayor	50 cm.	54 cm.
Base menor	45 cm.	38 cm.
Altura	30 cm.	40 cm.
Longitud	90 cm.	82 cm.

2.4 El bancal A se dejó descomponer en forma natural humedeciendo con suficiente agua y manteniendo este nivel de humedad aproximadamente a un 60% durante todo el tiempo que duró el experimento (123 días). Con objeto de incrementar el número de microorganismos aerobios que toman parte en este proceso, se hicieron volteos del material procurando que se pusiera en contacto con el aire la mayor proporción del mismo material, rehaciendo a continuación el bancal.

El bancal B fue tratado de la misma manera en cuanto a riegos y volteos, diferenciándose del anterior al ser sometido a la adición de una mezcla de sustancias químicas y orgánicas (como se indica posteriormente), con el objeto de tratar de aumentar la velocidad de descomposición.

2.5 La composición de la mezcla de sustancias químicas - adicionadas al bancal B fue la siguiente:

De cada 100 g de mezcla, se tuvieron:

Almidón de maíz		34.0%
Sacarosa comercial		20.0%
CaCO ₃	R.A.	10.0%
(NH ₄) ₂ SO ₄	R.A.	10.0%
Superfosfato 18.5% de fósforo		10.0%
K Cl	R.A.	10.0%
Mn SO ₄	R.A.	1.0%
Mg SO ₄	R.A.	1.0%
Fe SO ₄	R.A.	1.0%
Zn SO ₄	R.A.	1.0%
Molibdato de amonio	R.A.	0.5%
Acido bórico	R.A.	0.5%
Nitrato de cobalto	R.A.	0.5%
K I	R.A.	0.5%
		<hr/>
		100.0%

De esta mezcla se adicionaron 10 g por kg. de material.

Esta mezcla se formuló de tal manera que se pudiese contar con una fuente de carbono, otra de nitrógeno y una serie de elementos químicos que están indicados en la literatura concerniente, como sustancias nutritivas; se procuró que las cantidades estuvieran de acuerdo a los criterios

expresados por los diferentes autores que se consultaron. -
(23) (29)

La adición de la mezcla de sales al bancal B se hizo como sigue: la primera aplicación se hizo al iniciarse el proceso, la segunda aplicación a los 30 días, y las siguientes adiciones hasta completar a 7 el número total de adiciones, se hicieron cada 15 días.

La secuencia de las adiciones de la fórmula, fue empírica debido a no contar con información al respecto a pesar de la revisión de literatura que se hizo, con este enfoque.

2.6 FORMA DE MUESTREO

Cada bancal fue muestreado por separado en la siguiente forma: se tomaron 4 submuestras de aproximadamente el mismo volumen, correspondiendo dos de ellas a cada extremo y las otras dos de cada lado del bancal, a unos 15 cm. de profundidad en dirección del eje central del bancal.

Se procedió a mezclarlas lo mejor posible para obtener una muestra, separando 200 g. de esa muestra con el objeto de proceder a los análisis correspondientes. Una parte se utilizó para los análisis microbiológicos, otra fue -

secada a temperatura ambiente para los análisis químicos - (16); una tercera parte fue utilizada para determinar el - contenido de humedad y el pH.

El número de muestreos por cada bancal, fue de 9 y - se efectuaron aproximadamente cada 15 días durante todo el - proceso, que duró 123 días.

2.7 ANALISIS MICROBIOLOGICO (8)

2.7.1 Diluciones

Se pesaron 10 g. de la muestra representativa y se - transfirieron a un frasco de 250 ml. que contenía 90 ml. de agua destilada estéril para obtener una dilución 1:10. Se - agitó el frasco y se transfirieron 10 ml. de esta dilución - a otro frasco que contenía 90 ml. de agua destilada estéril para obtener una dilución 1:100, se agitó el frasco y se - prosiguió en esta forma hasta obtener la dilución 10^{-10} .

2.7.2 Inoculación

Se transfirió 1 ml. de cada una de las diluciones a - tubos de cultivo, conteniendo medio de cultivo líquido estéril, específicos para la cuantificación de bacterias amonificantes, desnitrificantes y nitrificantes.

Se pusieron dos tubos testigo y se inocularon 5 tubos de medio especial por cada dilución de la muestra problema.

2.7.3 Incubación

Todos los medios de cultivo se incubaron a 28°C por los siguientes períodos:

Para desnitificantes	7 días
Para amonificantes	15 días
Para nitrificantes	28 días

2.7.4. Lecturas

Al término del período de incubación se determinó la cantidad de bacterias de acuerdo al método del número más probable (Tabla de Cochran, 1950) (8), para después calcular el número de gérmenes por gramo de muestra seca.

2.8 MEDIOS DE CULTIVO

2.8.1 Bacterias desnitrificantes

Medio de Cultivo

Solución A		Solución B	
K NO ₃	1 g	Citrato de sodio	8.5 g
Asparagina	1 g	K H ₂ PO ₄	1.0 g
Sol. Alcohólica de azul de bro- motimol	5 ml.	Mg SO ₄ .7 H ₂ O	1.0 g
Agua destilada	1000 ml	Ca Cl ₂ .6 H ₂ O	0.2 g
		Fe Cl ₃ .6 H ₂ O	0.05g
		Agua destilada	1000 ml

Se mezclaron ambas soluciones, y se distribuyeron en tubos de cultivo, se introdujo una campana de Durham en cada tubo y se esterilizaron en autoclave a 15 lb, 120°C du - rante 15 min.

Al término de la incubación se tomaron como positi - vos aquellos tubos donde viró el indicador del medio, de - verde olivo a azul, y en la campana de Durham se observó - la producción de gas.

2.8.2 Bacterias amonificantes

Medio de cultivo

K ₂ HPO ₄	3.0 g
K Cl	0.2 g
Mg SO ₄ .7 H ₂ O	0.2 g
Na Cl	0.2 g
Ca SO ₄	0.01g

Gelatina	10.0 g
Agua destilada	1000.0 ml

Se disolvió la mezcla en agua destilada, terminando la disolución mediante calor, se distribuyó en tubos de cultivo, teniendo un pH final de 8 y se esterilizó en autoclave durante 15 min. a 15 lb de presión y 121° C.

Forma en que se hizo la lectura:

Al término de la incubación se determinó la presencia de amoniaco mediante el reactivo de Nessler (27), colocando una gota de cultivo en una placa y agregándole una gota del reactivo. Una coloración amarillo naranja se tomó como crecimiento positivo (la intensidad del color varió de acuerdo a la concentración de amonio).

2.8.3 Bacterias nitrificantes

Medios de cultivo

Medio para Nitrosomonas

$(\text{NH}_4)_2 \text{SO}_4$	0.5 g
K_2HPO_4	1.0 g
$\text{Fe SO}_4 \cdot 7 \text{H}_2\text{O}$	0.03g
Na Cl	0.3 g
$\text{Mg SO}_4 \cdot 7 \text{H}_2\text{O}$	0.3 g

Ca CO ₃	7.7 g
Agua destilada	1000.0 ml

Medio para Nitrobacter

KNO ₂	0.006 g
K ₂ H ₂ PO ₄	1.0 g
Na Cl	0.3 g
Mg SO ₄ .7 H ₂ O	0.1 g
Fe SO ₄ .7 H ₂ O	0.03 g
Ca CO ₃	1.0 g
Ca Cl ₂	0.3 g
Agua destilada	1000.0 ml.

Se aforó hasta 1 litro y posteriormente se distribuyeron 5 ml. de cada medio en tubos de cultivo, se esterilizaron en autoclave durante 15 minutos a 15 lb de presión y 121°C.

Reactivo de Griess-Ilosvay

Solución A

Acido sulfanílico	0.1 g
Acido acético al 33%	150.0 ml

Solución B

α - naftilamina	0.1 g
Acido acético al 33%	150.0 ml
Agua destilada	20.0 ml

Guardar cada solución por separado en un frasco ám - bar a 4°C.

Forma en que se hizo la lectura:

Al término de la incubación se determinó la presen - cia de nitritos adicionando 2 gotas de la solución A y solu - ción B del reactivo de Griess, en cada tubo de cultivo del medio para Nitrosomonas; una coloración roja indicó la pre - sencia de nitritos. La ausencia de color en los tubos de - medio para Nitrobacter con los mismos reactivos A y B de - Griess, se interpreta como reacción positiva para presencia de nitratos.

2.9 DESCRIPCION DE LOS ANALISIS FISICOS Y QUIMICOS

Los siguientes análisis se determinaron en las muestras secadas a temperatura ambiente y disgregadas en un molino de cuchillas.

2.9.1 Determinación de pH (16)

Se añadieron a 1 g de muestra contenido en un vaso de precipitado, 25 ml. de agua destilada, se agitó la suspensión en forma vigorosa durante 1 min. y se midió el pH con un potenciómetro Digital, marca Cole-Parmer Instrument-Company, a los diez minutos.

2.9.2 Determinación del porcentaje de humedad (14)

Se pesó 1 g de muestra y se colocó en un crisol previamente pesado y puesto a peso constante. El crisol con la muestra se colocó dentro de la estufa a 105°C hasta obtener un peso constante.

El cálculo de porcentaje de humedad se hizo con la siguiente fórmula:

$$\% \text{ de humedad} = \frac{A - B}{A - C} \times 100$$

A = peso del crisol más muestra húmeda.

B = peso del crisol más muestra seca.

C = crisol a peso constante.

2.9.3 Temperatura de las pilas de composta

La temperatura fue tomada con un termómetro marca -- Taylor (Permack), rango $-20^{\circ}\text{C} + 110^{\circ}\text{C}$, división 1°C .

2.9.4 Determinación de Materia Orgánica en porci-- ento

Método de Walkley-Black (Vía Húmeda). Esta valora-- ción se hizo de acuerdo a Jackson (16), págs. 300-303.

2.9.5 Determinación del Porcentaje de Nitrógeno -- Total

El nitrógeno se valoró utilizando el método de Kjeldahl modificado según Jackson (16), págs. 255-264.

2.9.6. Capacidad de Intercambio Catiónico Total

Determinación de la capacidad de intercambio cationi-- co total mediante la valoración del ión potasio (16).

Reactivos:

KOAc 1 N

Etanol del 95%

NH_4OAc 1N pH7

El acetato amónico se preparó diluyendo con agua destilada, 57 ml. de ácido acético glacial hasta 800 ml. y después se neutralizó con NH_4OH concentrado hasta un pH de 7; seguidamente se diluyó la disolución hasta 1 litro.

Método:

Para hacer la determinación con potasio, se lixiviaron 0.1 g de muestra, en un embudo de filtración rápida a través de papel Whatman No. 42 y sucesivamente se le adicionaron 40 ml. de KOAc 1N y 40 ml. de etanol del 95%, desechando estas soluciones, luego se adicionaron 40 ml. de NH_4OAc , determinando el K^+ que pasó al filtrado por intercambio, mediante espectrofotometría de emisión, en un aparato PERKIN ELMER. UV-VIS SPECTROPHOTOMETER; Coleman 139.

2.9.7 Determinación de los cationes intercambiables Ca^{++} , Mg^{++} , K^+ mediante el procedimiento de extracción con centrifuga (10) (16)

Reactivos:

NH_4OAc 1N pH7

KCl 1.907 g

Ca CO_3 2.500 g

Mg metálico 1.000 g

HCl concentrado

Método:

Se pesó una muestra de 4 g y se transfirió a un tubo de centrifuga de 50 ml. Seguidamente se añadieron 33 ml. - de una disolución neutra de acetato amónico 1N, se tapó el tubo y se agitó la suspensión durante 10 min. Se quitó el tapón y se centrifugó la muestra hasta que el líquido sobrenadante quedó claro, lo que usualmente requirió unos 5 min. en una centrifuga Internacional No. 2, a una velocidad de - 2000 rpm. Se decantó el líquido sobrenadante en cuanto fue posible pasándolo a un matraz aforado de 100 ml. Se lavó - el precipitado de la muestra mediante 2 porciones más de 33 ml. de NH_4OAc , decantando el líquido sobrenadante y reco - giéndolo en el mismo matraz aforado, se enrasó la disolu - ción y se mezcló íntimamente procediendo seguidamente a la determinación de los cationes extraídos, por espectrofotome - tría de emisión.

Las lecturas se hicieron posteriormente interpolando en una curva estándar para Ca, Mg y K respectivamente, las cuales se elaboraron en la siguiente forma:

Se preparó una serie de diluciones patrón que contengan 1000 ppm de K, Ca, y Mg respectivamente, de la siguiente manera: para el K se disolvieron 1.907 g de KCl en un litro de agua destilada; para el Ca, 2.5 g de calcita transparente CaCO_3 en 10 ml. de HCl concentrado, diluyendo segui-

damente con agua destilada hasta 1 litro. Para Mg se disol
vió 1 g de Mg metálico en hojas, en 4 ml. de HCl 2.5 N, -
llevando la disolución a 1 litro con agua destilada.

Se preparó un blanco que contenía todas las sales que
se encontraban presentes en la determinación analítica, con
la excepción del elemento a determinar.

Para elaborar las curvas estándar se siguió el esque
ma siguiente:

	Potasio	Calcio	Magnesio
Intervalo de trabajo	0-100 ppm	0-100 ppm	0-300 ppm
Longitud de onda	770 nm	554 nm	370 nm

Las soluciones estándar de Mg contenían 20 ml de eta
nol al 95% y 4 ml de HCl 2.5 N por cada 100 ml.

La gráfica de cada elemento químico se elaboró ano -
tando % de emisión contra partes por millón (ppm) del ele -
mento.

2.9.8 Determinación de Fósforo

Método del Bicarbonato de Sodio de Olsen (10) (16)

El fósforo se extrajo con bicarbonato de sodio 0.5 M

y se determinó colorimétricamente.

Reactivos:

Bicarbonato de sodio 0.5 M, ajustar a pH 8.5 con -- NaOH. Agregar aceite mineral para evitar el contacto con - el aire.

Carbón negro, Darco G-60 u otro adecuado. El carbón negro debe lavarse con el reactivo de bicarbonato de sodio- 0.5 M, después con agua destilada y secar.

Solución estándar de fosfato. Disolver 0.2195 g de KH_2PO_4 en agua destilada y diluir a 1000 ml. Esta solución contiene 50 ppm de fósforo. Prepárese una segunda solución que contenga 5 ppm de fósforo.

Solución de molibdato de amonio. Disolver 15 g de - molibdato de amonio $(\text{NH}_4)_6\text{Mo}_7\text{O}_{24} \cdot 4 \text{H}_2\text{O}$ en 300 ml de agua - destilada caliente. Filtrar si es necesario y agregar a la solución después de enfriar, 342 ml. de ácido clorhídrico - concentrado para neutralizar el bicarbonato de sodio de la - solución extractora del suelo.

Solución patrón de cloruro estano. Disolver 10 g. de $\text{SnCl}_2 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$ en 25 ml. de HCl concentrado. Usar cristales en vez de polvo fino. La disolución debe prepararse nueva-

mente cada dos meses o menos y guardarse sobre una atmósfera de hidrógeno generada de Zn y ácido clorhídrico, o se prepara cada vez que se use.

Solución diluída. Añadir 0.5 ml. de la solución patrón concentrada a 66 ml de agua destilada. Preparar el patrón diluído para cada lote de determinación.

Papel filtro Whatman No. 40.

Procedimiento:

En un matraz Erlenmeyer de 250 ml. se colocaron 5 g de muestra seca, una cucharadita de carbón negro y 100 ml de bicarbonato de sodio 0.5 M; se agitó por 30 min. y se filtró a través de papel filtro Whatman No. 40 (agregar más carbón negro si es necesario para obtener el filtrado claro). Se colocó una alícuota de 5 ml del filtrado en un matraz volumétrico de 25 ml. después se le adicionaron 5 ml. de la solución de molibdato de amonio a cada matraz y se mezcló. Se lavó hacia abajo del cuello del matraz para evitar el contacto directo de la solución concentrada de molibdato y del cloruro estano. Se diluyó más o menos a 22 ml., agregando 1 ml. de la solución diluída de cloruro estano mezclando inmediatamente, se aforó el volumen y se agitó.

Se leyó la intensidad de color en un colorímetro, 10 min. después de la adición de la solución de cloruro estanoso. Se preparó la curva estándar con 5 ml. de la solución de bicarbonato de sodio, incluidos con las soluciones estándar de fosfato.

Curva de Calibración

ml. de sol. calibrada de fósforo de 5 ppm	ml de H ₂ O dest.	ppm de fósforo
1	13	0.2
3	11	0.6
5	9	1.0
7	7	1.4
10	4	2.0
12	2	2.4
14	0	2.8

Se procedió después como se describe para las muestras, o sea agregando en el siguiente orden:

5 ml de $(\text{NH}_4)_6 \text{Mo}_7 \text{O}_{24} \cdot 4 \text{H}_2\text{O}$

diluir con agua destilada

1 ml. de $\text{Sn Cl}_2 \cdot 2 \text{H}_2\text{O}$ diluido

Aforar

Reposar 10 min. y leer a 660 nm

Se graficaron ppm de fósforo contra las lecturas de densidad óptica obtenidas.

C A P I T U L O I I I

R E S U L T A D O S

R E S U L T A D O S

Como se mencionó en la parte correspondiente a metodología, iniciamos este estudio en forma comparativa, tratando de que las pilas o bancales de residuos sólidos vegetales que se hicieron, tuvieran una forma trapezoidal, con el fin de dar estabilidad y aumentar la superficie de contacto, y con ésto facilitar la acción bacteriana.

Estos bancales contenían aproximadamente una misma cantidad de residuos sólidos vegetales, estando la mayor parte de ellos en forma fresca, con la humedad propia del material como puede apreciarse en la fotografía No. 1 y teniendo las siguientes dimensiones:

	Bancal A	Bancal B
Base mayor	50 cm	54 cm
Base menor	45 cm	38 cm
Altura	30 cm	40 cm
Longitud	90 cm	82 cm

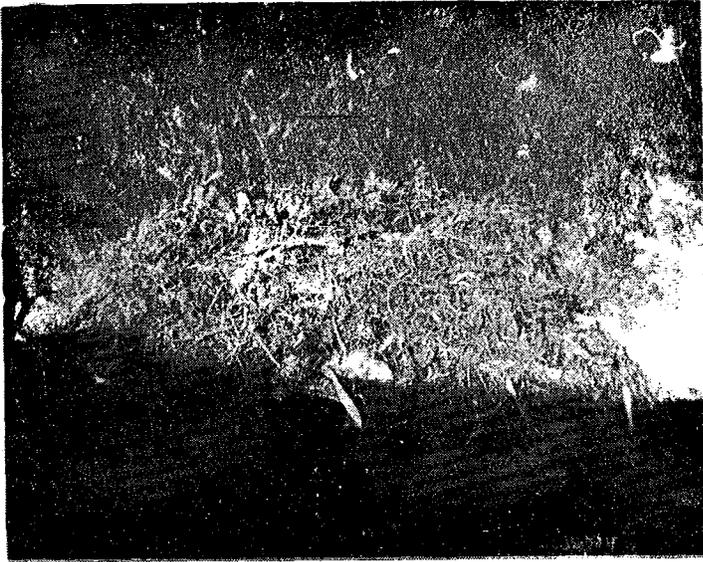
En estas condiciones fue tomada la primera muestra - y con ello dimos por iniciado el estudio.

Al paso de los días, los bancales empezaron a presentar una transformación física, tornándose los residuos vegetales de un color café, aparecieron algunas larvas de moscas, en cuanto al aroma, éste no era desagradable ya que olía solamente a fruta descompuesta. Poco a poco el color fue tornándose de un café más oscuro y su consistencia se hizo amorfa, no siendo aún desagradable el aroma. Por lo que al tomar el material un color café oscuro y olor a tierra, dimos por terminado el proceso, habiendo transcurrido 18 semanas de iniciado el mismo.

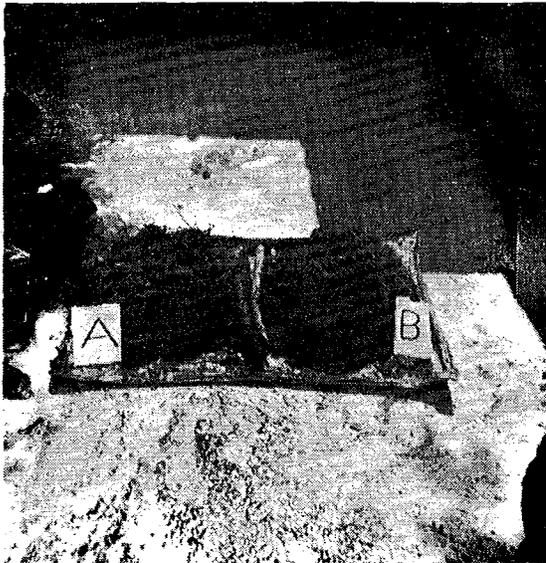
La apariencia de las bancales al final del proceso - puede apreciarse en la fotografía No. 2, y las dimensiones que presentaron fueron las siguientes:

	Bancal A	Bancal B
Base mayor	40 cm	38 cm
Base menor	26 cm	23 cm
Altura	24 cm	19 cm
Longitud	36 cm	33 cm

A continuación presentamos mediante el uso de tablas y gráficas, los resultados obtenidos en la determinación de la población microbiológica estudiada y los análisis químicos y físicos realizados durante el proceso.



Fotografía No. 1. Apariencia que presentaban los bancales al iniciarse el proceso.



Fotografía No. 2. Apariencia que presentaron los bancales cuando se dió por terminado el proceso.

TABLE 3.1 N^o de microorganismos del ciclo del Nitrogeno que se obtuvieron por gramo de muestra seca.

FECHA DE MUESTREO	MUESTRA N ^o	DIAS DE PROCESO	AMONIFICANTES		NITROBACTERIAS			NITRIFICANTES		
			BANCA A	BANCA B						
19 marzo	0	0	5.35 x 10 ⁸	5.38 x 10 ⁸	1.01 x 10 ⁶	1.01 x 10 ⁶	1.35 x 10 ⁵	1.35 x 10 ⁵	2.07 x 10 ⁸	2.07 x 10 ⁸
2 abril	1	14	4.25 x 10 ⁸	4.25 x 10 ⁸	1.55 x 10 ⁶	7.11 x 10 ⁶	1.55 x 10 ⁶	1.24 x 10 ⁶	3.52 x 10 ⁴	4.76 x 10 ⁷
17 abril	2	29	4.50 x 10 ⁶	1.45 x 10 ⁶	1.44 x 10 ⁶	6.58 x 10 ⁷	8.64 x 10 ⁶	3.78 x 10 ⁷	3.82 x 10 ⁷	6.60 x 10 ⁶
2 mayo	3	44	2.90 x 10 ⁶	8.70 x 10 ⁶	2.28 x 10 ⁶	3.92 x 10 ⁷	3.55 x 10 ⁷	3.17 x 10 ⁸	3.40 x 10 ⁷	1.10 x 10 ⁷
17 mayo	4	59	5.26 x 10 ⁵	3.20 x 10 ⁵	7.61 x 10 ⁷	4.30 x 10 ⁸	7.61 x 10 ⁷	1.33 x 10 ⁸	9.54 x 10 ⁵	8.29 x 10 ⁵
6 junio	5	74	3.90 x 10 ⁴	7.60 x 10 ⁴	3.30 x 10 ⁶	2.80 x 10 ⁷	5.20 x 10 ⁶	1.70 x 10 ⁷	1.80 x 10 ⁵	3.10 x 10 ⁵
20 junio	6	93	5.0 x 10 ⁵	5.50 x 10 ⁵	3.20 x 10 ⁷	9.20 x 10 ⁶	4.60 x 10 ⁶	4.80 x 10 ⁶	7.05 x 10 ⁵	1.60 x 10 ⁵
6 julio	7	109	7.0 x 10 ⁵	1.30 x 10 ⁶	4.80 x 10 ⁵	1.60 x 10 ⁶	2.10 x 10 ⁶	1.60 x 10 ⁶	5.0 x 10 ⁶	2.60 x 10 ⁶
20 julio	8	123	1.30 x 10 ⁶	5.30 x 10 ⁵	5.40 x 10 ⁶	1.40 x 10 ⁶	2.50 x 10 ⁵	8.10 x 10 ⁴	1.30 x 10 ⁶	5.80 x 10 ⁵

TABLA 3.2 Resultados de los análisis físicos y químicos que se obtuvieron a lo largo del proceso.

FECHA DE MUESTREO	MUESTRA Nº	DIAS DE PROCESO	pH		% Humedad		% M.O.		% N TOTAL		RELACION N/P		CIC T		CATIONES INTERCAMBIABLES						p ⁵⁺	
			BANCAZ		BANCAZ		BANCAZ		BANCAZ		BANCAZ		BANCAZ		BANCAZ		BANCAZ		BANCAZ		BANCAZ	
			A	B	A	B	A	B	A	B	A	B	A	B	A	B	A	B	A	B	A	B
19 marzo	0	0	7.15	7.15	73	73	64.86	64.86	1.7146	1.7146	21.93	21.93	34.78	34.78	2.20	2.20	1.074	1.074	1.16	1.10	188	188
2 abril	1	14	8.35	8.71	74.35	64.30	59.68	53.13	2.058	2.562	16.81	12.02										
17 abril	2	29	9.30	9.35	75.70	55.60	57.61	54.16	2.324	2.394	14.37	13.11										
2 mayo	3	44	9.30	9.15	91.80	92.23	58.99	52.09	2.244	2.016	16.73	14.98										
17 mayo	4	59	9.40	9.25	67.89	62.29	62.10	59.68	2.344	2.240	15.03	15.45	50.12	52.17	0.80	0.80	1.534	1.534	0.833	0.9333	222	245
6 junio	5	79	9.60	9.15	69.05	63.64	52.78	52.44	1.428	1.708	21.43	17.80										
20 junio	6	93	9.80	9.30	71.80	69.31	46.23	44.50	1.400	2.100	19.15	12.29										
6 julio	7	109	9.55	9.15	65.31	58.54	62.10	44.50	1.680	1.960	21.43	12.29	60.26	58.85								
20 julio	8	123	9.76	9.30	73.80	75.48	46.23	52.09	1.904	1.932	14.08	15.63	54.21	49.10	1.25	0.80	1.994	2.122	1.10	1.166	215	242

CIC T = Capacidad de intercambio catiónico total.

TABLA 3.3 RELACION DE TEMPERATURAS DETERMINADAS ANTES Y DESPUES DE LOS VOLTEOS

FECHAS DE VOLTEO	DIAS DE PROCESO	TEMPERATURA °C BANCAZ A		TEMPERATURA °C BANCAZ B	
		AV	DV	AV	DV
27 marzo	8	26	33	30	36
3 abril	15	26	28	27	30
12 abril	30	21	24	24	26
27 abril	39	21	24	24	27
8 mayo	50	19	20	21	24
20 mayo	62	21	25	24	28
27 mayo	69	19	22	21	23
9 junio	82	22	23	24	25
19 junio	92	22	23	24	25
29 junio	102	22	23	24	25
8 julio	111	22	23	24	25
20 julio	123	22	23	24	25

AV = antes del volteo

DV = después del volteo

FIG. 3.1 VARIACION DE LA POBLACION DE MICROORGANISMOS AMONIFICANTES DURANTE EL PROCESO

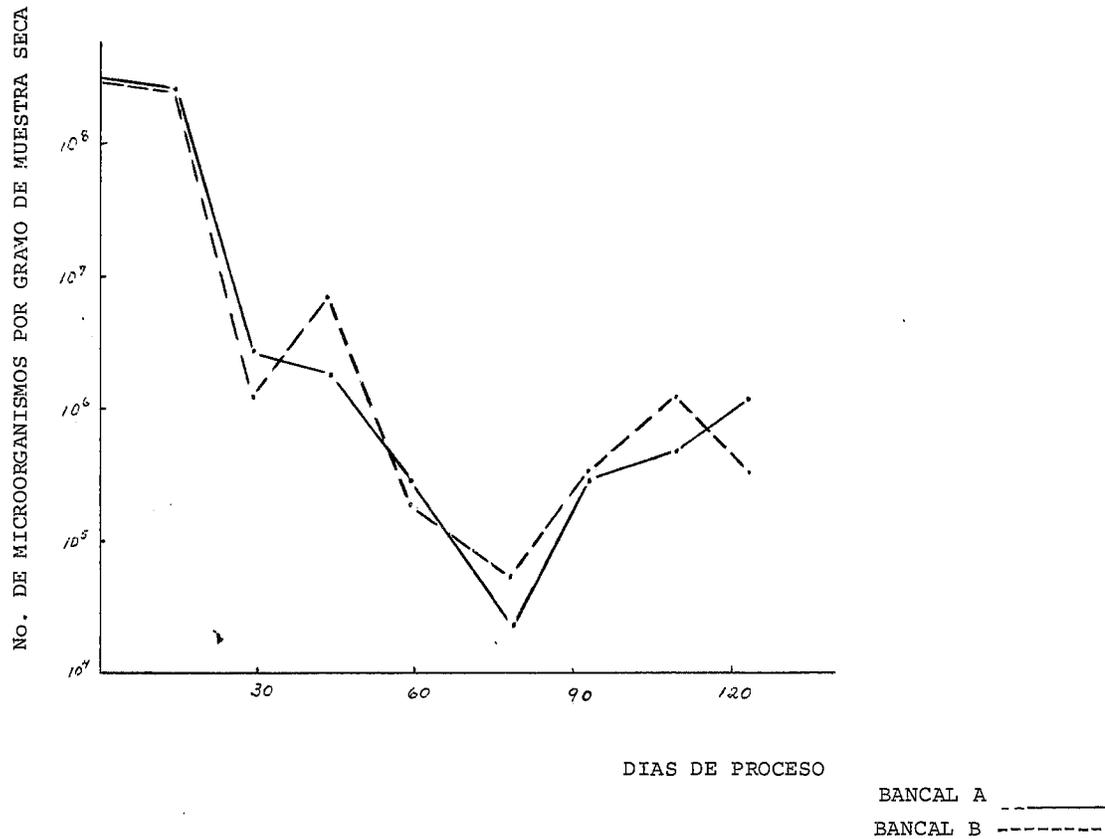


FIG. 3.2 VARIACION DE LA POBLACION DE NITROSOMANOS DURANTE EL PROCESO

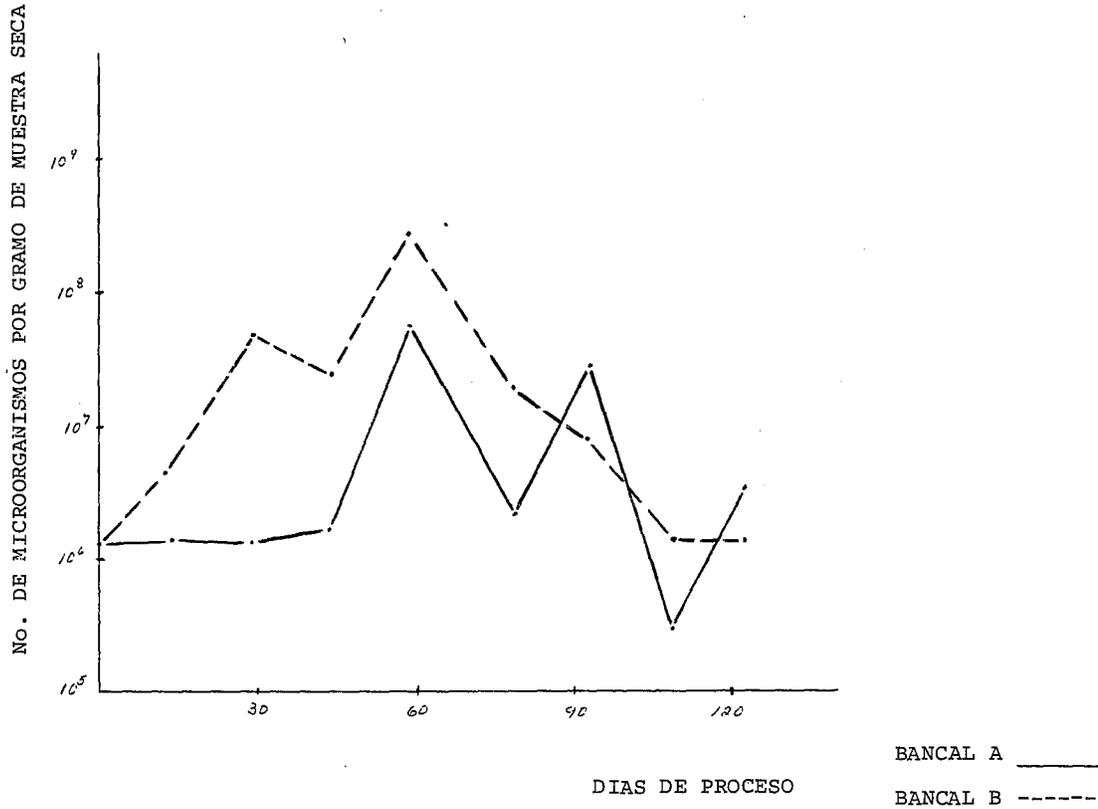


FIG. 3.3 VARIACION DE LA POBLACION DE NITROBACTER DURANTE EL PROCESO

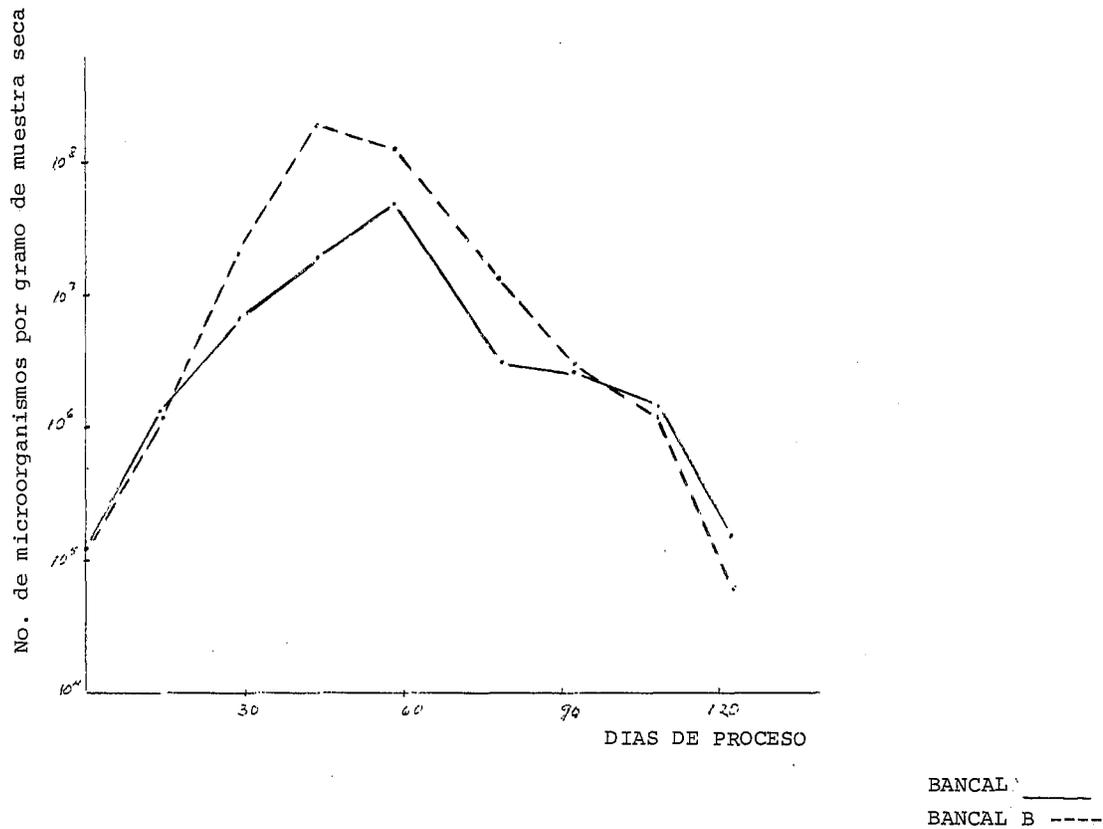
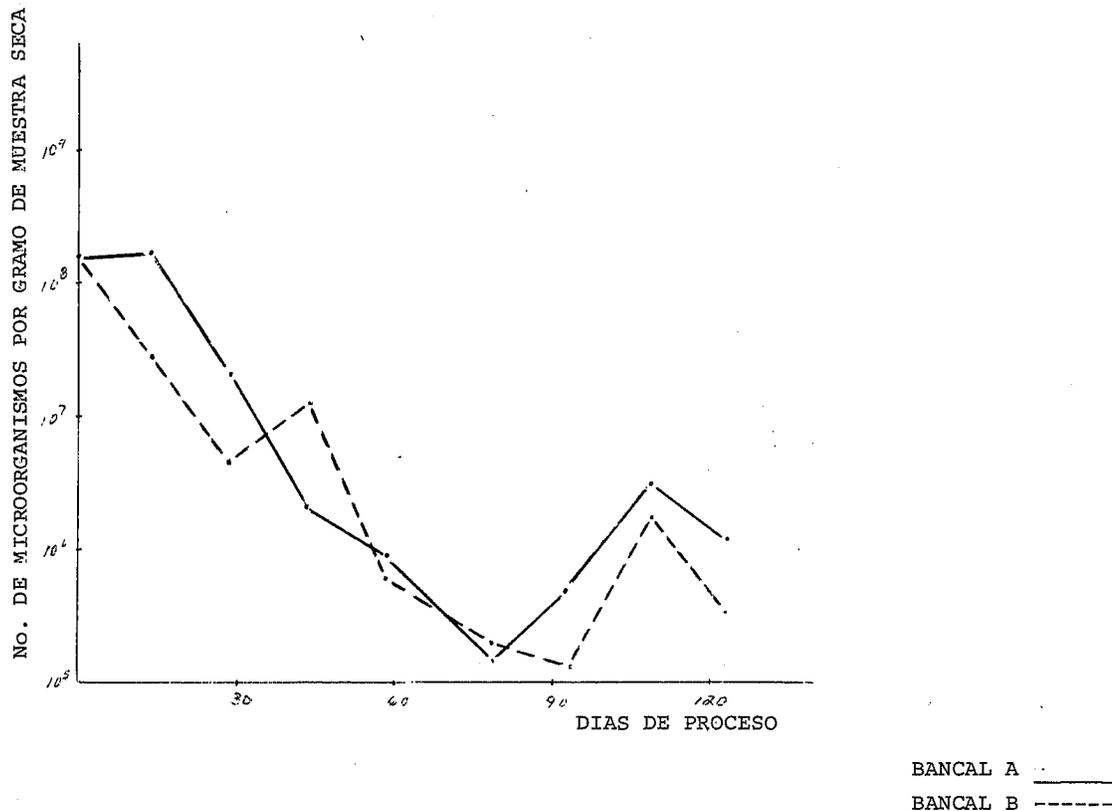
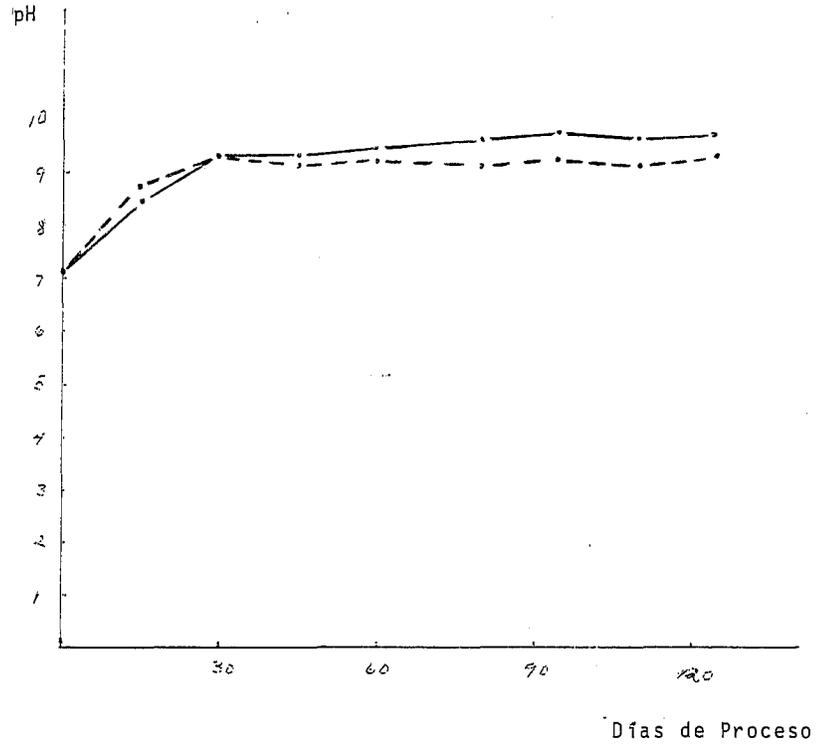


FIG. 3.4 VARIACION DE LA POBLACION DE MICRO-ORGANISMOS DESNITRIFICANTES DURANTE EL PROCESO



3.5 VARIACION DEL pH DURANTE EL PROCESO



BANCAL A ———
BANCAL B - - - - -

FIG. 3.6 VARIACION DE LA TEMPERATURA EN EL BANCAL A,
ANTES Y DESPUES DE LOS VOLTEOS

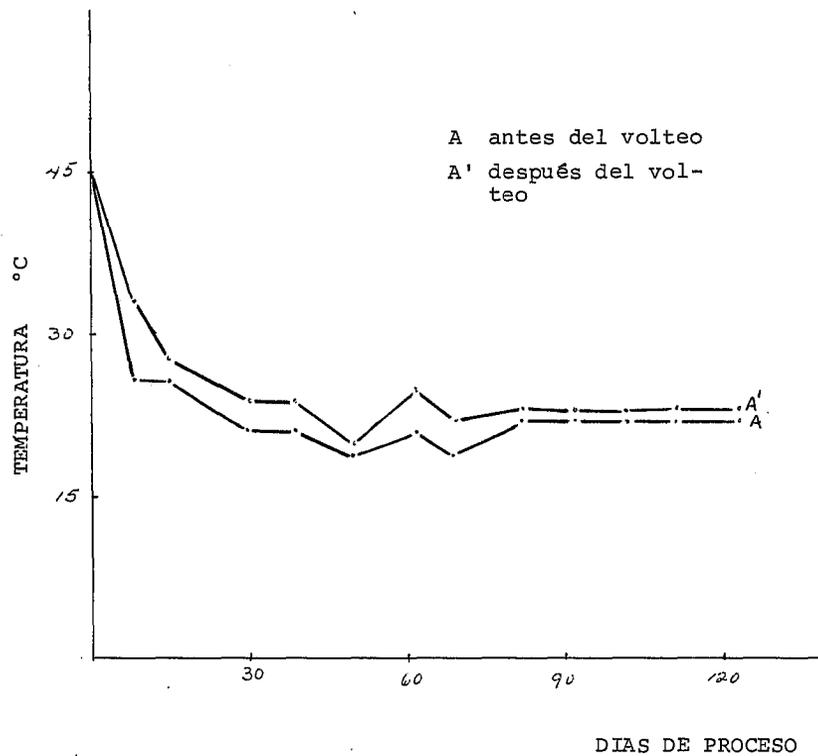
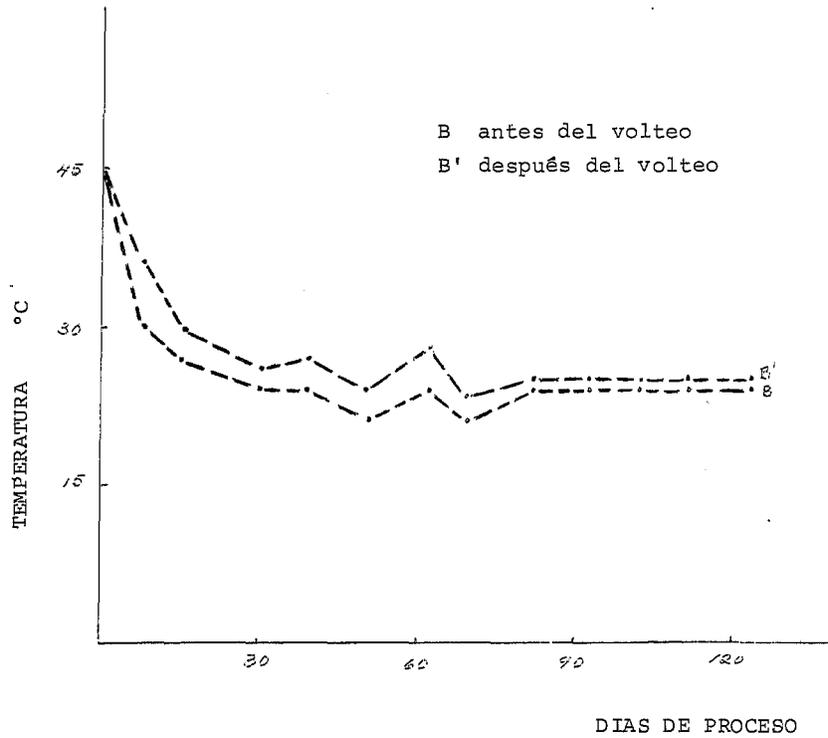


FIG. 3.7 VARIACION DE LA TEMPERATURA EN EL BANCAL B,
ANTES Y DESPUES DE LOS VOLTEOS



3.8 VARIACION DE LA MATERIA ORGANICA*Y DE LA CAPACIDAD DE INTERCAMBIO CATIONICO TOTAL.

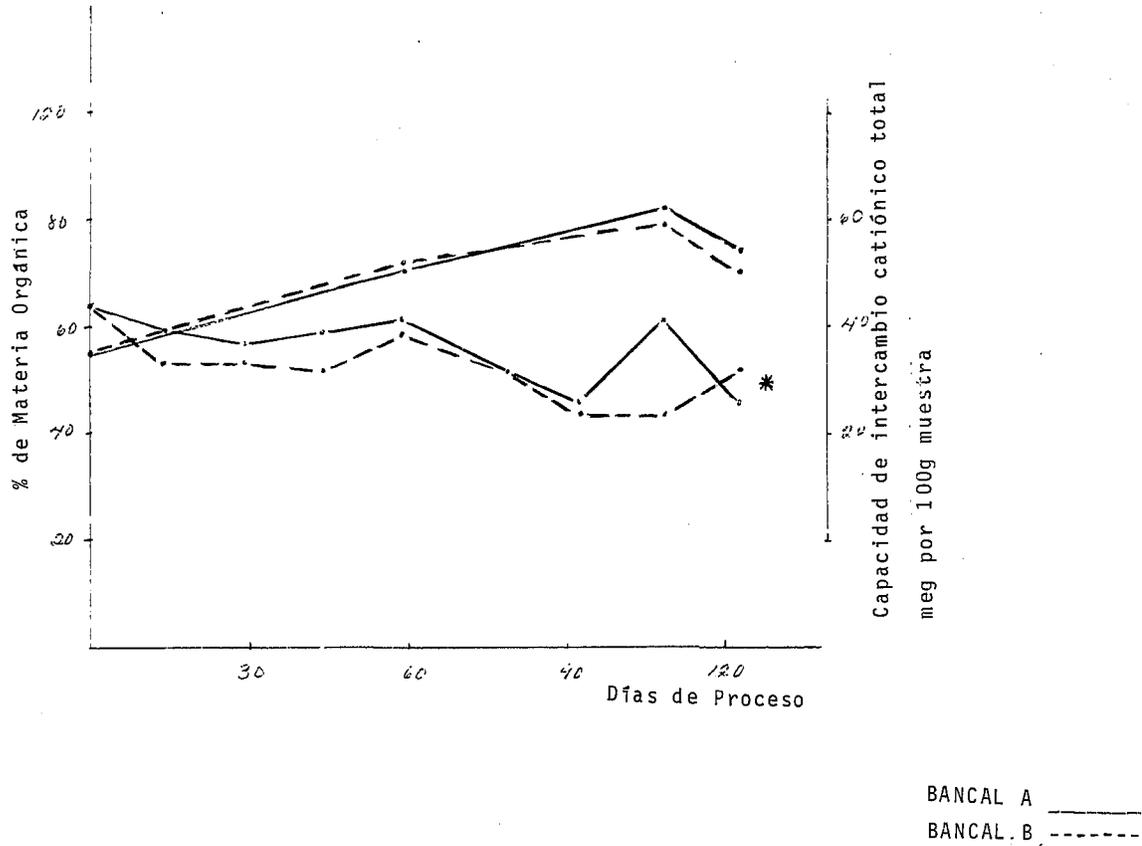
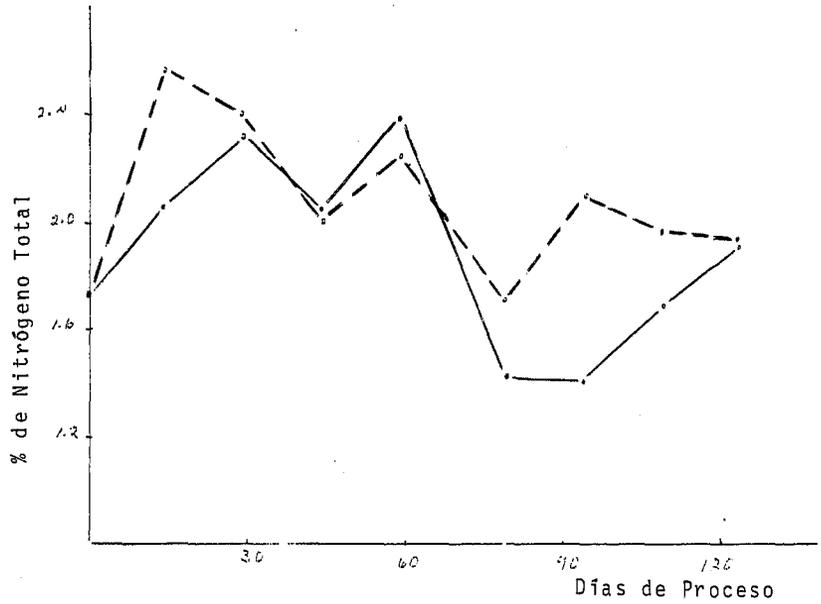
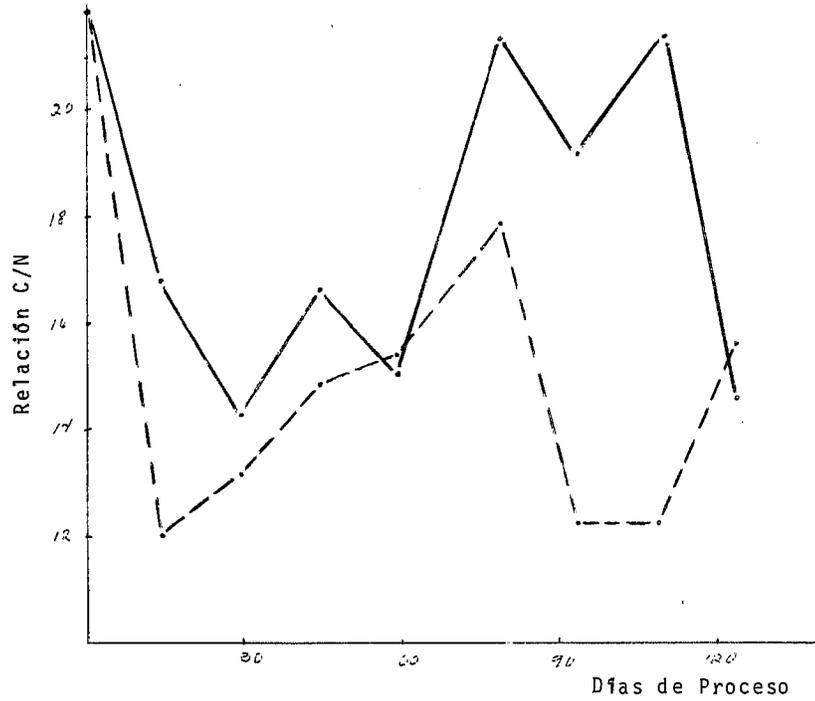


FIG. 3.9 VARIACION DEL NITROGENO TOTAL



BANCAL A ———
BANCAL B - - - - -

FIG. 3.10. VARIACION DE LA RELACION C/N



BANCAL A ———
BANCAL B - - - - -

C A P I T U L O I V

ANALISIS DE RESULTADOS

ANALISIS DE RESULTADOS

D I S C U S I O N

AMONIFICANTES

Como se puede apreciar en la figura 3.1, las pobla - ciones de microorganismos amonificantes de las dos bancales el A y el B, tuvieron un desarrollo similar, encontrándose que en la primera muestra, el nivel de población estaba muy elevado; aproximadamente a 500 millones de microorganismos por gramo de muestra seca, ésto posiblemente se debió a que los muestreos se iniciaron al terminar de formar los bancales, lo que tomó un período de tiempo de 4 días, en el cual el material inició su fermentación por sí solo.

Se observó que ambas poblaciones comenzaron a decrecer, llegando a su nivel más bajo a los 79 días de proceso- (39 mil y 76 mil microorganismos por gramo de muestra seca); volviendo a elevarse las poblaciones lentamente hasta alcan

zar un nivel de 1 millón y 530 mil microorganismos respectivamente, al final del proceso de 123 días.

Se observó una gran similitud en el desarrollo de estas poblaciones, e inclusive el nivel de ellas en cuanto a individuos fue muy semejante.

NITROSOMONAS

En la figura 3.2 correspondiente a Nitrosomonas, se puede observar que las poblaciones de los bancales A y B al iniciarse el proceso presentaron aproximadamente la cantidad de 1 millón de células.

Posteriormente se vió que el número de microorganismos se elevó en ambos bancales, alcanzando su máximo desarrollo (aprox. 76 y 430 millones de microorganismos) a los 59 días de proceso, siguiendo después una trayectoria descendente para llegar al final del proceso a un nivel aproximado de 5 millones y 1 millón de microorganismos en los bancales A y B respectivamente.

Se notó que la población del bancal B tuvo un crecimiento mayor en relación con la población del bancal no adicionado.

NITROBACTER

Los microorganismos del género Nitrobacter, como lo muestra la figura 3.3 siguieron una trayectoria muy similar en los dos bancales, siendo la población en un principio de aproximadamente 135 mil microorganismos, elevándose después hasta alcanzar un nivel aproximado de 76 y 317 millones de microorganismos en los bancales A y B respectivamente, observándose un crecimiento más rápido y mayor en el bancal B, en relación al bancal A, llegando al máximo a los 44 días de proceso; el bancal A alcanzó la cúspide a los 59 días (2 semanas después).

Después se observó que las poblaciones empezaron a decrecer, haciéndolo más lentamente las del bancal B para llegar a un nivel mínimo de desarrollo: 241 mil en el bancal A y 81 mil microorganismos en el bancal B al finalizar el proceso.

Se puede notar la gran semejanza en el desarrollo de los microorganismos, y la diferencia entre los días en que éstos alcanzaron su máximo desarrollo y al final del proceso, el menor nivel de población del bancal B.

DESNITRIFICANTES

En la fig. 3.4, se puede observar que los microorga-

nismos desnitrificantes, presentaron al iniciarse el proceso un nivel muy elevado de población, correspondiente a 207 millones de microorganismos por gramo de muestra seca; el motivo creemos fue el mismo de los microorganismos amonificantes: fermentación del material antes de formar los bancales.

Se vió posteriormente que el número de microorganismos de los bancales empezó a descender hasta llegar a su nivel más bajo con 180 y 160 mil microorganismos a los 79 y 93 días de proceso en los bancales A y B respectivamente; volviendo a elevarse el nivel de las poblaciones para después descender hasta valores de aproximadamente 1 millón y 580 mil microorganismos al final del proceso; habiendo sido el desarrollo de las poblaciones muy similar en los dos bancales.

pH

Se observó un pH casi neutro al principio del proceso, pero a medida que fue avanzando la descomposición en los dos bancales, el material que los conformaba se fue tornando alcalino para alcanzar al final del proceso valores superiores a 9 (fig. 3.5).

Se notó que casi no hubo diferencia en ambos bancales.

TEMPERATURA

En cada bancal, la temperatura se tomó dos veces el

mismo día, una lectura se hizo antes del volteo del material y la segunda lectura se tomó inmediatamente después de terminado el volteo (con un lapso de 15 a 30 min.). Se observó en cada uno de los bancales un incremento de temperatura después de efectuado el volteo; el cual fue mayor en los primeros volteos (7°C y 6°C de diferencia en los bancales A y B respectivamente), y conforme avanzaba el proceso, estos incrementos se hicieron menores (3°C y 2°C respectivamente), esto se puede atribuir a un aumento en la actividad microbiana, debido a la oxigenación del material orgánico, -siendo aparentemente mayor en los primeros lapsos del proceso y menor conforme avanzaba la descomposición.

Haciendo una comparación entre las temperaturas de los dos bancales, se observó que en promedio, las temperaturas del bancal B fueron superiores a las del A, durante todo el proceso (figs. 3.6 y 3.7).

Es importante señalar la similaridad que existe entre las curvas de temperatura y las de las poblaciones de microorganismos amonificantes y desnitrificantes (figs. 3.1 y 3.4), de lo cual podría suponerse una posible relación entre estos grupos de microorganismos y la temperatura, ya que se observó que a medida que ésta va disminuyendo las poblaciones decrecen.

MATERIA ORGANICA

La materia orgánica (fig. 3.8), que inicialmente fue

de aproximadamente 65% en los dos bancales, empezó a disminuir lentamente al irse descomponiendo el material, con ligeras variaciones para llegar finalmente a valores de aproximadamente 46% en el bancal A y 52% en el bancal B.

En la gráfica se observa que la velocidad de degradación del material en el bancal B fue superior a la del bancal A; pero no se apreció una relación directa con las poblaciones de microorganismos estudiadas.

NITROGENO TOTAL

Se observó una variación de los niveles de nitrógeno total muy marcada a lo largo del proceso, en los dos bancales; sorprendentemente, hubo un aumento de nitrógeno total al iniciarse la descomposición, subiendo los valores de 1.7 a 2.05% en el bancal A y 2.5% en el bancal B, con tendencia a disminuir hasta niveles de 1.9% y 1.93% respectivamente - en los bancales A y B al final del proceso, pero con aumentos y pérdidas de niveles de nitrógeno durante el proceso - (fig. 3.9). Al principio y al final, el nivel de nitrógeno total del bancal B fue superior al del bancal A; y en lo concerniente a flora microbiana, parece haber una relación proporcional entre los niveles de nitrógeno de los dos bancales y las poblaciones de Nitrosomonas y Nitrobacter.

RELACION CARBONO/NITROGENO

En la fig. 3.10 correspondiente a la relación carbono/nitrógeno, se puede observar que el valor de esta relación en ambos bancales al iniciarse el proceso, era muy elevada, siguiendo después una trayectoria muy irregular en los dos bancales pero con tendencia a disminuir.

Es de notar que el bancal en el que se adicionaron las sustancias minerales, la disminución de los valores de esta relación fue mayor, tendiendo a dar valores más cercanos a 10, lo que posiblemente puede ser indicativo de una mayor velocidad de descomposición de los materiales orgánicos presentes en la composta.

CAPACIDAD DE INTERCAMBIO CATIONICO TOTAL

La capacidad de intercambio catiónico total (tabla 3.8), tendió en ambos bancales a aumentar, estando relacionado esto con la descomposición de la materia orgánica, no observándose una relación directa con la variación de las poblaciones microbológicas.

Como se mencionó en el capítulo de introducción, en el inciso c), uno de nuestros objetivos fue el de tratar de disminuir el tiempo de descomposición de los desechos vege-

tales, mediante la adición de una mezcla de compuestos químicos.

Por lo que para hacer evidente el efecto de la mencionada mezcla, fue necesario determinar el tiempo de duplicación de la población por cada intervalo de muestreo y su relación con varias variables importantes.

Analizando los resultados obtenidos, se pudo llegar a saber que mediante el cálculo del tiempo de duplicación bacteriana era posible conocer la efectividad de las sustancias adicionadas (inciso b) de capítulo de introducción).

El tiempo de duplicación fue determinado mediante el razonamiento siguiente:

El crecimiento logarítmico no restringido deriva su nombre de la siguiente ecuación correlativa (1) (11) (13).

$$\frac{dy}{dt} = ky$$

$$\ln\left(\frac{y}{y_0}\right) = kt$$

$$\frac{y}{y_0} = \exp. kt$$

De donde:

$$\frac{I}{k} = \frac{t}{\ln \frac{y}{y_0}}$$

y finalmente:

$$= \frac{t}{\ln \left(\frac{y}{y_0} \right)}$$

en donde: $= \frac{I}{k}$

k = una constante de velocidad de crecimiento (t^{-1}) -
o coeficiente.

t = intervalo de tiempo entre muestreos.

y = cantidad de población al final del intervalo.

y_0 = cantidad de población al inicio del intervalo de
tiempo.

En las siguientes páginas se presenta la correlación que existió entre el pH y el tiempo de duplicación de la población.

TABLA 4.1 Relación del tiempo de duplicación de los microorganismos del ciclo del nitrógeno en días con el pH

MUESTREO Nº	pH		TIEMPO DE DUPLICACION DE LA POBLACION EN DIAS.							
			AMONIFICANTES		NITRIFICANTES				DESNITRIFICANTES	
	BANCA A	BANCA B	BANCA A	BANCA B	BANCA A	BANCA B	BANCA A	BANCA B	BANCA A	BANCA B
0	7.15	7.15								
1	8.35	8.71	+15	-63	+42.05	+7.85	+6.13	+6.75	+79.47	-10.11
2	9.30	9.35	-3.2	-2.6	-217.00	+7.85	+8.59	+4.35	-7.96	-7.64
3	9.30	9.15	-3.4	+8.1	+78.33	-9.36	+11.85	+7.05	-6.21	+29.36
4	9.40	9.25	-8.78	-4.54	+4.23	+15.88	+16.41	-17.27	-79.01	-5.80
5	9.60	9.15	-7.68	-13.90	-6.37	-7.32	-7.45	-9.72	-11.95	-19.63
6	9.80	9.30	+5.48	+7.07	+7.07	+7.37	-114.19	-11.07	+10.25	-22.27
7	9.55	9.15	+46.56	+8.60	-4.18	-9.14	-20.40	-14.50	+8.16	+5.73
8	9.70	9.30	+36.00	-15.60	+5.78	-104.80	-6.45	-4.69	-10.39	-95.59

CONCLUSIONES

C O N C L U S I O N E S

En relación a los resultados obtenidos, podemos concluir lo siguiente:

Probablemente existió una relación directa entre la temperatura de las compostas y los grupos de bacterias amonificantes y desnitrificantes, observándose una disminución de estos microorganismos al descender la temperatura.

También se observó un aumento en el nitrógeno total, en ambos bancales, sobre el nivel que tenían al iniciarse - el proceso de la descomposición, aumento que se registró - desde el principio hasta aproximadamente las dos terceras - partes del proceso, concordando ésto con una elevación en - las poblaciones de Nitrosomonas y Nitrobacter.

El pH por otra parte, fue desplazándose hacia el lado alcalino, manteniéndose así hasta el término del proceso,

en este caso corroboramos los resultados obtenidos en otros trabajos.

En lo concerniente al tratamiento o adición de nutrimentos el banal B, podemos indicar que hubo un efecto positivo, al aumentar el número de microorganismos en la población nitrificante (Nitrosomonas y Nitrobacter), con respecto a la del banal A.

De acuerdo a la experiencia obtenida en este trabajo, pensamos que es necesario acortar el tiempo entre cada muestreo, para obtener una secuencia de datos más precisa que - permita una mejor interpretación de los resultados.

Tomando en cuenta las variaciones en los resultados, respecto a poblaciones microbiológicas y características - físico-químicas de la composta, además del efecto de sustancias químicas susceptibles de ser usadas como nutrientes - por la microflora, creemos que es importante continuar con este tipo de estudios para encontrar niveles óptimos de estas sustancias para mejorar la calidad de la composta resultante.

B I B L I O G R A F I A

B I B L I O G R A F I A

1. Aiba, S., A.E. Humphrey; N.F. Willis. Biochemical-Engineering. Academic Press, Inc. New York, 1965.
2. Alexander, M. Introduction to Soil Microbiology. - John Wiley & Sons, Inc. New York, 1977.
3. Ayanaba, A., M. Alexander. Changes in nutritional ty pes in bacterial successions. Can. Journal Micro - biol. 18; 1427-1430.
4. Bartholomew, W.V., F.E. Clark. Edition American So- ciety of Agronomy. Number 10 in the Series AGRONOMY. Inc. Publisher. Madison, Wisconsin, U.S.A., 1965.
5. Bergey's Manual of Determinative Bacteriology. The- Williams and Wilkins Co. Seventh Edition. Baltimore 1957.

6. Bergey's Manual of Determinative Bacteriology. The Williams and Wilkins Co. Eighth Edition. Baltimore, 1974.
7. Bhviya, Z.H., and N. Walker. Autotrophic N₂-fixing Bacteria in Acid Tea Soils from Bangladesh and Sri Lanka. The Journal of Applied Bacteriology. 42: 253-257, 1976.
8. Black, C.A. Methods of Soil Analysis. Part 2. Chemical and Microbiological Properties. Number 9 in the Series AGRONOMY. American Society of Agronomy, Inc. Publisher. Madison, Wisconsin, U.S.A., 1965.
9. Brady, C.N. The Nature and Properties of Soils. MacMillan Publishing. Eighth Edition. U.S.A., 1974.
10. Chapman, H.D. and P.F. Pratt. Methods of Analysis for Soils Plants and Waters. Division of Agricultural Sciences. University of California, 1961.
11. Davis, B.D. Microbiology. Harper & Row Publishers, Inc. U.S.A. Second Edition.
12. Delwiche, C.C., B.A. Bryan. "Denitrificans". Annual Review of Microbiology. 30: 241-251. 1976.

13. Fair, G.M.; J.C. Geyer; D.A. Okin. Purificación, -
tratamiento y remoción de aguas residuales. Serie:
Ingeniería Sanitaria y de aguas residuales 2. Edito
rial Limusa. 1973. Págs. 459-463.
14. Gedroits, K.K. Chemical Analysis of Soils. Israel -
Program for Scientific Translation. Jerusalem. 1964.
15. Hattori, T. Microbial Life in the Soil and Introduc-
tion. Marcel Dekker, Inc. New York, 1973.
16. Jackson, M.L. Análisis Químico de Suelos. Editorial
Omega, S.A. Barcelona, España. 1970.
17. Kononova, M.M. Soil Organic Matter its Nature, its-
role in Soil Formation and in Soil Fertility.
Pergamon Press, 1961.
18. Millar, C.E.; L.M. Turk; H.D. Foth. Fundamentals of
Soil Science. Wiley International Edition. Fourth
Edition.
19. Pelczar, Reid and Chan. Microbiology. McGraw-Hill -
Book Company, U.S.A. Fourth Edition. 1977.

20. Rodina, A.G. Methods in Aquatic Microbiology. University Park Press, Baltimore and Butterworth & Co.- (Publishers), Ltd. London. U.S.A, 1972.
21. Salle, A.J. Fundamental Principles of Bacteriology.- McGraw-Hill Book Company. Seventh Edition. U.S.A.,- 1973.
22. Sykes, G. and F.A. Skinner. Microbial Aspects of Pollution. Academic Press Inc. Londres. 1971.
23. Teuscher, H. El suelo y su fertilidad. Cía. Editorial Continental. 1a. Edición en Español. 1975.
24. Thiman, K.V. The Life of Bacteria. The MacMillan - Company. New York. Second Edition. 1963.
25. Thompson and Troeh. Soils and Soil Fertility. -- McGraw-Hill Publications in The Agricultural Sciences. Fourth Edition. U.S.A. 1978.
26. Thompson, L.M. El suelo y su Fertilidad. Editorial Reverté, S.A. Barcelona, España. 3a. Edición. 1964.
27. Tietz, N.W. Química Clínica Moderna. Nueva Edito - rial Interamericana, S.A. 1a. Edición. 1972.

28. Umbreit, W.W. Essentials of bacterial Physiology.
Dowden, Hutchinson & Ross, Inc. U.S.A. 1976
29. Waksman, S.A. Soil Microbiology. John Wiley & Sons.,
Inc. New York. 1952
30. Walker, N. Soil Microbiology. John Wiley & Sons.,
Inc. New York. 1975
31. Willard, H.H.; L. L. Merritt; J. A. Dean. Méto -
dos Instrumentales de Análisis. Editorial Continent
al, S.A. 1967