

UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA DE MEXICO
FACULTAD DE QUIMICA

ESTUDIO MICROBIOLOGICO DE LA DESCOMPO-
SICION DE RESIDUOS SOLIDOS ORGANICOS DE
ORIGEN DOMESTICO.

T E S I S P R O F E S I O N A L

**Que para obtener el Título de
QUIMICO FARMACEUTICO BIOLOGO
P R E S E N T A N**

REBECA CARRILLO GARCIA
MA. ELENA DEL C. FLORES CARRASCO
BERTHA RESENDIZ VAZQUEZ

1 9 7 7



Universidad Nacional
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

Biblioteca Central



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

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

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

LAB. Tesis 1977
ADQ. M- [redacted] 79
FECHA _____
PROC. _____
v _____



QUÍMICA

JURADO ASIGNADO ORIGINALMENTE SEGUN EL TEMA:

PRESIDENTE : PROFRA. NATALIA SALCEDO OLIVARRIETA
VOCAL : PROFR. CARLOS DEL RIO
SECRETARIO : PROFR. JORGE SOTO SORIA
1ER. SUPLENTE: PROFR. ALFREDO ECHEGARAY A.
2O. SUPLENTE : PROFR. ALEJANDRO GARDUÑO T.

Sitio donde se desarrolló el tema:

Departamento de Microbiología, Facultad de Química,
Universidad Nacional Autónoma de México.

SUSTENTANTES:

REBECA CARRILLO GARCIA, MA. ELENA DEL C. FLORES CARRASCO,
BERTHA RESENDIZ VAZQUEZ

ASESOR DEL TEMA:

PROFR. JORGE SOTO SORIA

Con todo mi cariño

A mis Padres

A mis Hermanos

Bertha

Con todo mi cariño:

A mis padres

A mis hermanos

A Roberto

María Elena

Con cariño y agradecimiento:

A mis Padres

y

Hermanos

A Hector

con amor.

Rebeca

Nuestro agradecimiento al Profesor
Q.B.P. Jorge Soto Soria, por su
atinada dirección durante el desa-
rrollo de esta tesis

Agradecemos al Profr. A. Echegaray A.
por sus desinteresadas y oportunas --
orientaciones.

Agradecemos a Susa
su amable cooperación.

Bertha, Ma.Elena y Rebeca.

C O N T E N I D O

- 1.- INTRODUCCION
- 2.- GENERALIDADES
 - 2.1. PROCESO GENERAL DE HUMIFICACION
 - 2.2. PROCESO DE DESCOMPOSICION DE LA MATERIA ORGANICA
 - 2.3. PROCESO DE DESCOMPOSICION DE LOS TEJIDOS EN EL SUELO
- 3.- MICROBIOLOGIA DE LAS COMPOSTAS
 - 3.1. FUNCION DE LOS MICROORGANISMOS EN LAS COMPOSTAS
 - 3.2. FACTORES QUE AFECTAN EL CRECIMIENTO DE LOS MICROORGANISMOS DURANTE EL PROCESO DE HUMIFICACION
 - 3.3. MICROORGANISMOS PRESENTES DURANTE EL PROCESO DE HUMIFICACION
 - 3.3.1. BACTERIAS
 - 3.3.2. ACTINOMICETOS
 - 3.3.3. HONGOS
 - 3.3.4. PROTOZOARIOS Y NEMATODOS
- 4.- MATERIALES Y MEDIOS DE CULTIVO
 - 4.1. MATERIAL DE LABORATORIO
 - 4.2. MEDIOS DE CULTIVO
 - 4.2.1. BACTERIAS
 - 4.2.2. BACTERIAS FORMADORAS DE ESPORAS
 - 4.2.3. ACTINOMICETOS
 - 4.2.4. HONGOS

4.2.5. AZOTOBACTER

4.2.6. BACTERIAS AMONIFICANTES

4.2.7. BACTERIAS DESNITRIFICANTES

4.2.8. BACTERIAS NITRIFICANTES

a) NITROSOMONAS

b) NITROBACTER

5.- METODOLOGIA

5.1. DESCOMPOSICION DE LA MATERIA ORGANICA

5.1.1. COLOCACION Y MANEJO DEL BANCAL
DE MATERIA ORGANICA

5.2. CUANTIFICACION DE MICROORGANISMOS

6.- RESULTADOS

6.1. DESCRIPCION DEL BANCAL

6.2. CUANTIFICACION DE LA POBLACION MICROBIANA

7.- DISCUSION

8.- CONCLUSIONES

9.- BIBLIOGRAFIA

1.- INTRODUCCION

Introducción

① La basura es uno de los productos de desecho que causan más grandes y graves problemas en todas las ciudades. Diariamente se recogen miles de toneladas que no tienen utilidad inmediata; además de que su manejo es muy costoso y que sólo se acumula provocando con ello contaminación y propagación de enfermedades.]

De algún tiempo a la fecha, se han hecho estudios sobre la transformación de la basura de tipo doméstico a composta (15), para utilizarla como abono orgánico. Primero se separan los desechos que no se descomponen fácilmente tales como el metal, papel, trapo, vidrio y plástico, los cuales tienen en su mercado, y algunos se vuelven a reutilizar; de este modo, queda únicamente la materia orgánica, la cual, mediante el proceso de fermentación, se transforma en un abono orgánico de gran utilidad en los campos de cultivo y que podría ser de bajo precio.

La basura ya escogida es muy rica en materia orgánica, por lo que es un medio de cultivo excelente para microorganismos saprófitos, los cuales se encargan de su transformación a humus durante el período de descomposición que varía-

de acuerdo al material en sí y a las condiciones climatológicas a las que esté expuesto. Esta transformación, por otra parte, puede ser llevada a cabo en plantas industriales destinadas a ese fin en las ciudades y también en el campo utilizando métodos sencillos pero igualmente efectivos.

Interesadas en este problema, realizamos el estudio microbiológico del proceso de transformación de los desperdicios de origen doméstico a composta, tratando de correlacionar la variación de la flora microbiana con el contenido de materia orgánica presente y con ciertos factores físicos importantes presentes durante este proceso, tales como pH, temperatura y humedad.

de Esperamos que este trabajo motive a otras personas interesadas a seguir con estos estudios y se llegue a una solución satisfactoria para resolver los problemas que aún quedan, lo cual conduce a un horizonte lo suficientemente amplio como para dedicarle mucho tiempo de trabajo e investigación.

2.- GENERALIDADES

2.1. PROCESO GENERAL DE HUMIFICACION

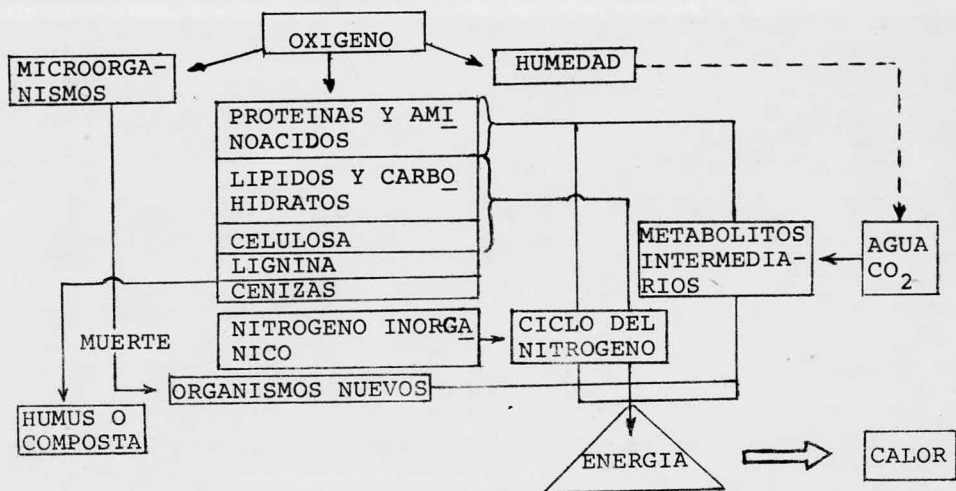
Cuando los residuos vegetales y animales quedan en el suelo ó son colocados en montones, inmediatamente son destruídos por organismos, tales como Bacterias, Hongos, Actinomycetos, Protozoarios y Gusanos; como resultado de su descomposición, algunos de sus componentes se volatilizan, otros son empleados por los microorganismos para formar materia celular microbiana y aún otros son transformados gradualmente a humus (28) (15).

Buckman define al humus como un complejo, y más bien como una mezcla de sustancias oscuras, amorfas, de los tejidos originales, que ha sido modificada o utilizada por varios microorganismos del suelo (3). Este proceso se llama humificación (39). La humificación de residuos orgánicos que entran al suelo depende de su constitución química y de las condiciones de formación de la composta que influyen en la actividad de los organismos. Aunque los vegetales generalmente contienen los mismos grupos de sustancias tales como ceras, grasas, proteínas, resinas, carbohidratos simples y complejos, ligninas y otros, (tabla 1), las proporciones de éstos en las dife

TABLA 1
COMPOSICION DE MATERIALES ORGANICOS (1y13)

FRACCION	Porcentaje en peso seco	
	Plantas	Abonos
Solubles en agua: azúcares, almidones, aminoácidos, ácidos alifáticos, urea y sales de amonio	5 - 30%	2 - 20%
Solubles en alcohol/eter: grasas, aceites, ceras y resinas	5 - 15	1 - 3
Proteínas	5 - 40	5 - 30
Hemicelulosas	10 - 30	15 - 25
Celulosa	15 - 60	15 - 30
Lignina	5 - 30	10 - 25
Minerales (cenizas)	1 - 13	5 - 20

FIGURA 1
PROCESO DE HUMIFICACION



rentes plantas son extremadamente variables, afectando así - el grado de humificación (18).

El proceso de humificación se presenta en la Fig. 1 (13).

Las primeras tres etapas de la humificación tienen lugar en un período más o menos corto, siendo en un rango de días a semanas. La etapa final de maduración normalmente requiere un período de meses. Durante este período tienen lugar reacciones complejas secundarias de condensación y polimerización, - las cuales dan origen, como producto final, al humus y más -- particularmente a ácidos húmicos complejos y estables (13). - Waksman (30) propuso que los ácidos húmicos eran lignoproteínas formadas por condensación de residuos de las ligninas de las plantas con proteínas bacterianas. Burman (4), en un trabajo más reciente ha confirmado esto, pero también ha indicado que, ácidos húmicos con propiedades similares pueden ser - producidos por la acción de varios microorganismos, específicamente hongos, sobre carbohidratos tales como celuloso o aún glucosa, en presencia de una fuente de nitrógeno disponible. - Este complicado tema está bien cubierto en los trabajos de Kononova (18).

En general, se ha observado el siguiente orden de la microflora durante el proceso general de humificación:

(*)
Hongos y bacterias no esporuladas → Bacterias esporuladas → Myxobacterias celulolíticas → Actinomicetes

① → ② → ③ → ④
El primer grupo ataca las sustancias orgánicas fácilmente disponibles, como azúcares hidrosolubles, aminoácidos, -- proteínas simples, etc.

Posteriormente las bacterias celulolíticas que requieren del nitrógeno en compuestos simples y que no pueden desarrollarse ampliamente hasta que esta forma es acumulada por el grupo anterior, comienzan a predominar. Finalmente los Actinomicetes se convierten en el grupo dominante después de terminado el proceso de humificación (25). ←



2.2. PROCESO DE LA DESCOMPOSICION DE LA MATERIA ORGANICA

Para explicar el papel de los microorganismos en la formación del humus, podría decirse que es un proceso complejo en dos etapas en las cuales los residuos orgánicos de origen vegetal y animal, sufren profundas transformaciones, involucrando:

1. la descomposición de los componentes originales de los tejidos y su conversión por microorganismos a compuestos químicos más simples y parcialmente a productos de completa mineralización tales como: CO₂, NO₃, NH₃, CH₄, H₂O, y otros.

como productos ↗

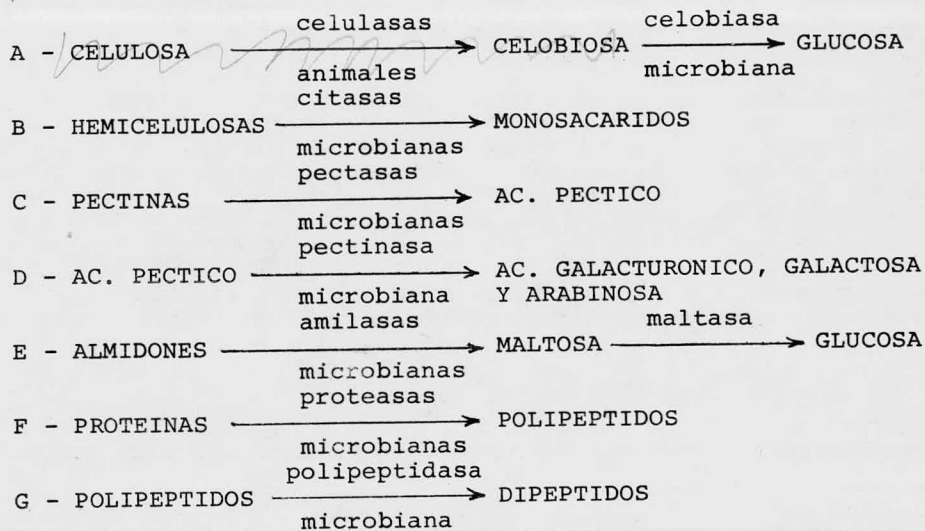
2. la síntesis de compuestos orgánicos con la formación de sustancias húmicas de alto peso molecular y de naturaleza específica (18).

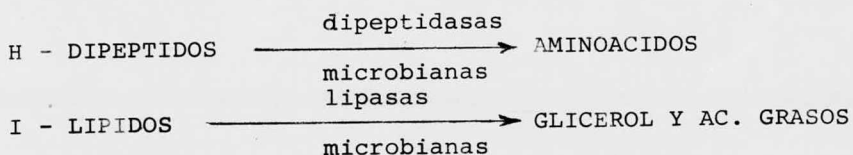
2.3. PROCESO DE LA DESCOMPOSICION DE LOS TEJIDOS EN EL
SUELO



La función más importante de la flora microbiana es la desintegración de materiales orgánicos. El número y la diversidad de estos compuestos disponibles para la degradación microbiológica es enorme, cualquier compuesto sintetizado biológicamente está sujeto a su destrucción por los habitantes del suelo.

Algunos ejemplos de este fenómeno son (37):





La glucosa, que es uno de los productos finales más abundantes, sigue, para su completa degradación, caminos aerobios o anaerobios tales como:

1. CICLO DE EMBDEN-MEYERHOF-PARNAS
2. CICLO DE LAS PENTOSAS
3. CICLO DE ENTNER-DOUDOROFF

En estos ciclos se obtienen diferentes productos tales como etanol, ácido láctico, ác. propiónico, butanol entre -- otros, además de CO_2 y H_2O . Se obtiene grán cantidad de energía en el 1er. ciclo, si está acoplado al ciclo de Kreb y cadena respiratoria. ←

3.- MICROBIOLOGIA DE LAS COMPOSTAS

* 3.1. FUNCION DE LOS MICROORGANISMOS EN LAS COMPOSTAS

Una de las funciones importantes de los microorganismos es descomponer varias clases de materia orgánica, ya sea de origen vegetal o animal. Esto incluye abonos estables, abonos verdes, raíces de plantas, fertilizantes orgánicos y -- otros productos. La descomposición de tales compuestos es el resultado de las actividades ^{de} ~~de~~ las bacterias, hongos, protozoarios, nemátodos y otros organismos presentes en el suelo o en la composta misma. Cada grupo selecciona ciertos constituyentes de la materia orgánica, aprovechable para sintetizar su protoplasma característico.

Los compuestos orgánicos de las compostas pueden incluir como un resultado de la acción biológica, varios azúcares, -- pentosas, celulosas, ligninas, proteínas, gomas, dextranas, -- alcoholes, ácidos (láctico, acético), grasas, ceras, tanino, -- pigmentos. Estos se pueden descomponer posteriormente y obtenerse compuestos orgánicos e inorgánicos solubles.

Los compuestos inorgánicos, tales como amoníaco y sus sales, pueden ser utilizados por las plantas como fuentes de nitrógeno.

Los materiales orgánicos, especialmente los estables y los abonos verdes, producen 4 distintos efectos sobre los procesos del suelo y sobre el crecimiento de las plantas --
(24):

1. Proporcionan nutrientes inorgánicos a las plantas, especialmente nitrógeno y fósforo.
2. Afectan positivamente las condiciones físicas del suelo, especialmente para retener la humedad y mejorar su estructura; influyendo en el pH de los horizontes superiores del suelo.
3. Proporcionan ciertos elementos específicos que pueden ser factores limitantes, si faltan, para el crecimiento de algunas plantas.
4. Favorecen el crecimiento de organismos que secretan sustancias antagónicas, que inhiben el crecimiento de microorganismos responsables de enfermedades de plantas.

1. -

~~3.2.~~ FACTORES QUE AFECTAN EL CRECIMIENTO DE LOS MICROOR

2. GANISMOS DURANTE EL PROCESO DE HUMIFICACION

Las condiciones ambientales afectan la densidad y composición de la flora y fauna microbianas, y los factores no biológicos pueden frecuentemente alterar en sumo grado la naturaleza de las poblaciones y sus potenciales bioquímicos. Las variables primarias del medio ambiente que influyen sobre las bacterias y sobre todos los demás microorganismos del suelo son: nutrientes orgánicos e inorgánicos, contenido de humedad, agitación, aereación, temperatura y acidez.

NUTRIENTES. El carbono junto con el hidrógeno son los nutrientes mayormente requeridos por los microorganismos, el siguiente en importancia es el fósforo, mientras que el potasio, el magnesio, azufre, calcio y otros elementos en cantidades huella, juegan un papel menos importante en el metabolismo celular.

HUMEDAD. Los microorganismos requieren de una cierta cantidad de agua para su metabolismo, ya que se utiliza como un

medio de transporte para materiales alimenticios solubles y productos de desecho provenientes de las reacciones metabólicas. Las partículas orgánicas pueden observar una considerable cantidad de agua y siempre contener un 50% de humedad, - sin embargo, sus superficies frecuentemente aparecen secas.

La actividad biológica se ve reducida grandemente si el contenido de humedad está abajo de un 30%. Snell (26) y Spohn (27) demostraron que la velocidad de humificación de materia frescos con un contenido de humedad de 20 a 25% fué menor en un 15% de la velocidad en niveles de humedad óptimos. Trabajos experimentales para evaluar el rango óptimo de humedad han sido reportados por Wiley y Pearce (35); Snell (26) - y Spohn (27). Wiley y Pearce concluyeron que los valores óptimos estaban en el rango de 55 a 69%. Snell con un trabajo ligeramente más detallado, dió el rango entre 52 a 58% y -- Spohn reporta un valor óptimo de cerca de 50%.

AGITACION. Es razonable suponer que el proceso de humificación es acelerado si se utiliza la agitación ya que el movimiento de los materiales ayuda a la aereación, especialmente en bancales, introduciendo un suplemento fresco de aire a la mitad del bancal donde sólo la fisusión ha sido insuficiente

para mantener niveles altos de oxígeno y niveles bajos de CO₂. La agitación ayuda a homogeneizar la masa de la composta permitiendo la difusión de los materiales orgánicos y nutrientes; también ayuda a la uniformidad de la temperatura, previniendo el sobrecalentamiento en el centro del bancal y enfriamiento en las superficies expuestas. Por otro lado, se debe evitar la agitación excesiva ya que puede causar una pérdida grande de calor y humedad en la superficie, además, puede causar trastornos en el micelio de los hongos y actinomicetos, reduciendo el grado de su metabolismo y por lo tanto, la actividad degradativa de estos microorganismos. A la fecha se han reportado muy pocos estudios sobre el grado de agitación durante la humificación (35).

AIREACIÓN
AEREAÇÃO, TEMPERATURA Y pH. Un adecuado grado de aereación es necesario durante la humificación para proveer de un cierto grado de oxígeno a los microorganismos y para acarrear la mayoría de los productos de desecho tales como CO₂ y agua. Una aereación insuficiente o mal distribuída origina condiciones anaeróbicas con una consecuente baja en el grado de descomposición y un aumento en cuanto a olores putrefactos. Demasiado aire origina un enfriamiento en el centro del ban-

cal y cierto grado de desecación. McCauley y Shell (20) y -- Snell (26) demostraron que la aereación es del todo inadecua da para mantener buenas condiciones aeróbicas durante el pe ríodo de máxima demanda de oxígeno, permitiendo, por el con trario, que por efectos naturales como el de "chimenea" o -- sea, que los gases sean quemados en la pila y asciendan --- creando así una corriente de aire.

Wiley (33)(34) demostró que las temperaturas altas pre sentes durante la descomposición, reducían la actividad mi crobiana dando lugar a una descomposición más lenta.

El proceso de la humificación puede dividirse en 4 esta díos: mesofílico, termofílico, enfriamiento central y madura ción. Al comienzo del proceso, la masa está a temperatura am biente y ligeramente ácida, como la población mesofílica in dígena se multiplica rápidamente generando energía la tempe ratura asciende entre los productos de este estado inicial - se encuentran ácidos orgánicos simples, lo cual provoca un - descenso en el pH. A temperaturas de cerca de 40°C la activi dad de los mesofílicos decae y entonces la degradación es so brellevada por los termofílicos, el pH se torna alcalino y - el amoniaco puede ser liberado si hay un exceso de nitrógeno presente que sea rápidamente aprovechado.

A 60°C los hongos termofílicos desaparecen y la reacción es entonces llevada a cabo por bacterias formadoras de esporas y actinomicetos. Forsyth y Webley (9), demostraron que -- las fracciones de celulosa y lignina son escasamente atacadas a temperaturas sobre 60°C, pero ceras, proteínas y hemicelulosas si fueron degradadas. La hidrólisis y la subsecuente asimilación de materiales poliméricos es un proceso relativamente lento, lo cual provoca que el grado de generación de calor decaiga más todavía hasta alcanzar la temperatura ambiental.- A cerca de 40°C los organismos mesofílicos reinician su actividad; estos pueden provenir de los microorganismos formadores de esporas resistentes al calor o directamente de la contaminación ambiental. Los pH descienden ligeramente aunque generalmente permanecen alcalinos o neutros.

3.3. MICROORGANISMOS PRESENTES DURANTE EL PROCESO DE HUMIFICACION

La humificación termofílica aeróbica es un proceso dinámico durante el cual existe una combinación de actividades - de una rápida sucesión de mezclas de poblaciones microbianas teniendo cada una de ellas un límite de duración relativamente corto y siendo además activas en la descomposición de un determinado tipo o grupo de materiales orgánicos. Algunos de los microorganismos cuantificados en este trabajo fueron: - bacterias, actinomicetos, hongos, protozoarios y nemátodos. - De los dos últimos, sólo se indicó su presencia o ausencia - durante el proceso.

3.3.1. BACTERIAS

Winogradsky (1) propuso una diferenciación ecológica para las bacterias dividiéndola en dos grandes grupos: las autóctonas y las zimógenas o microorganismos productores de la fermentación.

La población zimógena es la que nos interesa ya que son más activas en las transformaciones químicas de la basura. - En el caso de las compostas (13) sólo tenemos materia orgánica, lo que se desarrollará más fácilmente la población zimógena en relación a la población autóctona.

El número aproximado de bacterias para una composta de desechos de paja es de 10^8 a 10^9 por gramo de composta (20).

Uno de los elementos más altamente requeridos por las plantas para su crecimiento es el nitrógeno, ya que es parte estructural de las proteínas y aminoácidos, los cuales serán más tarde metabolizados por los animales teniendo como producto final amoníaco o ión nitrato, el cual es nuevamente reabsorbido por las plantas dando lugar así al ciclo del nitrógeno. Los microorganismos desnitrificantes efectúan un proceso de reducción de los nitratos hacia nitrógeno molecular -- que se libera al medio ambiente. El nitrógeno atmosférico -- por otro lado puede ser fijado por ciertos microorganismos o por asociaciones microorganismos plantas superiores. A este fenómeno se le denomina fijación de nitrógeno/

La amonificación o desaminación conduce a la liberación del amoníaco de los compuestos orgánicos nitrogenados por -- los microorganismos. El siguiente paso es la oxidación del amoníaco a nitrato (nitrificación. En este proceso las condiciones del suelo tienen una marcada influencia por tratarse de bacterias autotróficas (10), las cuales tienen una gran sensibilidad a las condiciones adversas, por lo que se dice que la nitrificación es el punto débil del ciclo del nitrógeno. La actividad de los microorganismos que oxidan los nitritos o nitratos no empieza, hasta que la oxidación del amoníaco ha sido completa, debido sin duda, a que el amoníaco tiene un efecto tóxico sobre ellos.

La nitrificación ocurre en dos pasos:

1. El amoníaco es oxidado a nitrito por microorganismos de los grupos Nitrosomonas y Nitrosococcus.
2. El nitrito se oxida a nitrato por el género Nitrobacter.

Un gran número de organismos heterotróficos (6) también oxidan el ión amonio a nitrito, algunos de ellos son, especies de Arthrobacter (19) y algunos Aspergillus (17).

La conversión de nitrógeno orgánico a nitrógeno inorgánico se denomina mineralización del nitrógeno, a consecuencia de este proceso, el amoníaco y el nitrato se acumulan y el nitrógeno orgánico desaparece. Como resultado de las actividades combinadas de las bacterias nitrificantes, el amoníaco liberado durante la mineralización de la materia orgánica se oxida rápidamente a nitratos. Así, este compuesto es el principal material nitrogenado que es útil en el suelo para el crecimiento de las plantas, y además, la fertilidad de un suelo se determina principalmente por su contenido en nitratos.

Los microorganismos del género Nitrosomonas, tienen aspecto elipsoidal. Son móviles con un solo flagelo polar, o inmóviles. Crecen en medios artificiales sin materia orgánica o con pequeñas cantidades de ella. Como ejemplos están -- las especies: Nitrosomonas europaea y Nitrosomonas monocella, ambas crecen bien en medios líquidos sin materia orgánica, pero que contengan sulfato de amonio, fosfato tribásico de potasio y carbonato de magnesio, por lo que son autótrofos, una característica muy importante de estos géneros Nitrosomonas y Nitrobacter.

Los microorganismos pertenecientes al género Nitrobacter no crecen fácilmente en medios orgánicos y además, presentan formas inmóviles con aspecto de bacilar. Las especies son: -- Nitrobacter winogradsky que es inmóvil, Gram negativo, aerobio y su temperatura óptima es de 25° a 28°C; Nitrobacter agilis que es móvil con un flagelo polar, Gram negativo, su temperatura óptima es de 25° a 30°C.

El género Nitrocystis, que se distingue de Nitrobacter por formar zooglea, también oxida los nitritos a nitratos y se le encuentra en el suelo.

Todas las bacterias señaladas desempeñan en el suelo el importantísimo papel de transformar las sustancias poco asimilables por las plantas, tales como el amoníaco y los nitritos, en materiales más directamente asimilables como son los nitratos.

El fenómeno de la nitrificación debe considerarse como un proceso químico-biológico en su naturaleza y no simplemente químico, y también como uno de los factores que regulan de una manera más o menos directa el rendimiento de las cose

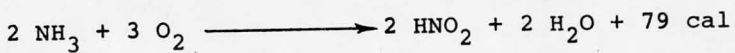
chas. Es un proceso particularmente influido por la reacción del suelo, pero se realiza de una manera independiente con respecto a las plantas superiores y es de extraordinaria importancia en relación al ciclo de nitrógeno en la naturaleza.

Las dos fases de la nitrificación: nitrosación y nitración se inhiben por la presencia de materia orgánica en los medios de cultivo. Sin embargo, los compuestos orgánicos del suelo que se hayan fundamentalmente en forma de humus, no tienen esa condición inhibitoria de crecimiento, sino que por el contrario, ejercen una acción estimulante sobre dichos microorganismos, pudiéndose asegurar incluso, que cuanto mayor sea la cantidad de humus, mayor será la actividad de las bacterias nitrificantes. Por este motivo creemos que es importante la complementación del suelo con compostas, ya que estas están formadas principalmente por humus, que como ya se mencionó, tienen gran influencia sobre las bacterias nitrificantes.

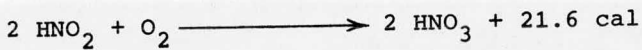
La oxidación de amoníaco a nitritos y de estos a nitratos, implica una reacción química con desprendimiento de energía.

Esta energía es la que utilizan las bacterias nitrificantes para la realización de todos sus cambios metabólicos- (13).

El amoníaco procede de la descomposición de los prótidos y es oxidado por Nitrosomonas de la siguiente manera:



Después dos moléculas del nitrito resultante de esta primera fase son oxidados por los organismos del género Nitrobacter y transformados a nitratos:



Se han encontrado entre estas dos reacciones compuestos intermediarios con una vida media muy reducida.

DESNITRIFICACION

Los pasos en los cuales el nitrito es convertido a nitrógeno gaseoso no están tan bien estudiados como los descritos para los procesos anteriores.

En estas reacciones la utilización de nitrato o nitrito y la producción de óxido nitroso o nitrógeno gaseoso libre es una propiedad metabólica distintiva, que a su vez dá propiedades facultativas a organismos que no pueden crecer bajo condiciones anaeróbicas.

No existe diferencia fundamental entre estas y otras -- reacciones heterofermentativas, a excepción de que el aceptor de hidrógeno es un compuesto inorgánico, y usualmente -- hay una especificidad por el oxígeno o los intermediarios en la secuencia de nitrato a nitrógeno. Entre los microorganismos capaces de efectuar esta reacción se encuentran algunos Pseudomonadales, miembros del género Micrococcus y Spirillum y algunos bacilos. Los de interfes, porque ellos son la exacta contraparte autotrófica de los organismos heterofermentadores heterotróficos, son algunos Thiobacilli y uno que otro Micrococcus. Thiobacillus denitrificans y Thiobacillus thio- parus, son capaces de oxidar compuestos de azufre en ausencia de oxígeno y utilizando nitrato como aceptor de un hidrógeno. Micrococcus denitrificans, descrito por Kluyver y Verhooven (1954) (17) y Pichinoty y D'Ormano (1961) (21), es capaz de oxidar hidrógeno utilizando nitrato como aceptor del hidrógeno.

La desnitrificación es importante desde dos puntos de vista:

- a) El Agrícola. Conciérne este proceso al ciclo biológico -- del nitrógeno y a la depuración del suelo y de las aguas-residuales.
- b) El Higiénico. Influye de gran manera sobre los fenómenos- de putrefacción, por lo tanto, es importante la desnitrifi- cación en el estudio de las compostas ya que están forma- das principalmente por materia orgánica que puede ser des- compuesta fácilmente.

La verdadera desnitrificación provoca una pérdida o fu- ga por volatilización del nitrógeno en suelos alcalinos, cal- culándose esa pérdida hasta en un 80% en tres días y a veces es tan rápida que el mismo porcentaje se pierde en tres ho- ras. Es importante hacer notar que hay pérdida de nitrógeno- gaseoso y óxido de nitrógeno (nitríco), pero son procesos ne- tamente químicos sin la presencia de microorganismos.

Todas las bacterias desnitrificantes son anaerobias que utilizan el nitrato como aceptor de electrones y pueden así, desarrollarse en ausencia de oxígeno.

FIJACION DEL NITROGENO

El regreso del nitrógeno atmosférico a la biósfera, ocurre como el resultado de la fijación del nitrógeno en sus varias formas. La fijación no biológica procedente de tormentas eléctricas u otros eventos ionizantes es muy pequeña, pero es un factor significativo en la fijación. Este tipo de fijación puede medirse examinando el contenido de nitrógeno en el agua de lluvia, Goldschmidt (1954) (11).

La fijación de nitrógeno es la que llevan a cabo los microorganismos ya sea de vida libre o los que están en asociación simbiótica con plantas mayores. Entre los de vida libre se encuentran Azotobacter, algunos clostridia, algunos bacilos, ciertas algas incluyendo algas azules y algunos líquenes. Entre las especies de microorganismos que están en sistemas simbióticos con grandes plantas principalmente encontramos a algunos miembros del género Rhizobia como el Rh japonicum, Rh phaseoli, Rh fegominosarom, entre otros.

3.3.2. ACTINOMICETOS

Los actinomicetos, en compostas, han sido mucho menos -

estudiados que los hongos y su comportamiento es mucho menos predecible, sin embargo, se sabe que son capaces de crecer a elevadas temperaturas, más altas que las de los hongos termofílicos, pudiendo llegar a ser abundantes y aún dominantes - en esas temperaturas alcanzadas durante la humificación.

Waksman (22) reportó que en una composta de abono estable había un rápido desarrollo de bacterias y actinomicetos, que correspondía a la destrucción activa de varios componentes. Go'ueke (12) encontró que en las etapas finales de humificación cuando la temperatura empezaba a declinar, los actinomicetos llegaban a ser el grupo dominante, asimismo observó que había dos grupos dominantes: Streptomyces y Micromonospora.

Yung Chang y Hudson (36) encontraron que los actinomicetos se encontraban ligeramente atrás de las bacterias termofílicas en compostas de paja, pero, por otro lado, su comportamiento fue similar, sus números alcanzaron un máximo en temperatura sobre 70°C y permanecían altos por muchos días - mientras las temperaturas bajaban a 50°C. Waksman (22), por otra parte, observó una falta de cualquier desarrollo de hon

gos o actinomicetos en compostas a 75°C. La única actividad en esta temperatura fue debida a especies de bacterias formadoras de esporas.

No se han hecho hasta el momento estudios detallados de la ecología y capacidad de degradación de los actinomicetos termofílicos. Waksman y Cordon (32) concluyeron, de estudios de la descomposición de varios constituyentes de paja, que los actinomicetos utilizaron celulosa solo en una poca cantidad, sin embargo, atacaron hemicelulosas rápidamente y escasamente lignina. Fergus (8) también encontró que los actinomicetos tienen menos capacidad de degradación de la celulosa que los hongos.

3.3.3. HONGOS

Los hongos termofílicos de la materia vegetal en descomposición, son un grupo relativamente bien definido y han sido aislados por numerosos investigadores; Fergus (8), Pope (22) y Cooney y Emerson (5); aislaron finalmente ocho especies de hongos termofílicos propios de compostas de heno, pasto, desechos de jardín y abonos estables, los cuales son capaces de -

crecer en un rango de 40° a 60°C, por encima de este nivel de temperatura mueren y desaparecen completamente, volviendo a aparecer, presumiblemente por reinvasión, cuando la temperatura cae abajo de los 60°C nuevamente; aunque ellos crecen preferentemente en temperaturas entre 45° a 50°C mostrando su crecimiento óptimo en este punto.

Farkasdi (7) y Klopotek (16), encontraron hongos no termofílicos en compostas de desperdicios de ciudad y en sedimentos de aguas negras después de tres días a 64°C y cuando la temperatura decayó a 60°C originándose una reinvasión por hongos.

Yung Chang (37) publicó un trabajo en el cual dividió a los hongos presentes durante la humificación en tres grupos característicos y llegó a la conclusión de que la habilidad para utilizar fuentes de carbono complejas tales como celulosas y hemicelulosas, y para crecer a altas temperaturas, son dos características importantes de las colonias existentes en las compostas.

La importancia de los hongos durante la descomposición de celulosa en desperdicios municipales ha sido estudiada --

por W.D. Gray (14) quien sugirió que el medio ambiente de los banales sea ajustado a la actividad óptima de éstos microorganismos.

3.3.4. PROTOZOARIOS Y NEMATODOS

Los protozoarios están representados por diversas especies tanto de rizópodos, como flagelados y ciliados, en tanto que los nemátodos están representados por plathelminos, nemathelminos, anélidos, etc.

Los protozoarios son el grupo de microorganismos de origen animal más abundante del suelo. Se les encuentra tanto en estado libre como enquistados y su número en los suelos fértiles es de aproximadamente 10,000 por gramo, siendo los flagelados y rizópodos los más abundantes.

Existen además animales más complejos pertenecientes a otros grupos como los artroódos (arácnidos, miriápodos, insectos), moluscos, etc.

3.4. RELACION ENTRE % DE HUMEDAD, % DE PESO SECO
Y pH (23)

Entre los factores físicas importantes que afectan a la flora microbiana en la basura están la humedad y el pH, por lo que es importante medir estos parámetros (23). Los datos presentados en la Tabla 2 y la gráfica núms. 1 y 2 fueron proporcionados por Carolina Rodríguez Hernández y Yolanda Mendoza Hernández cuya tesis sobre la partiquímica de este estudio está en fase de redacción.

TABLA 2

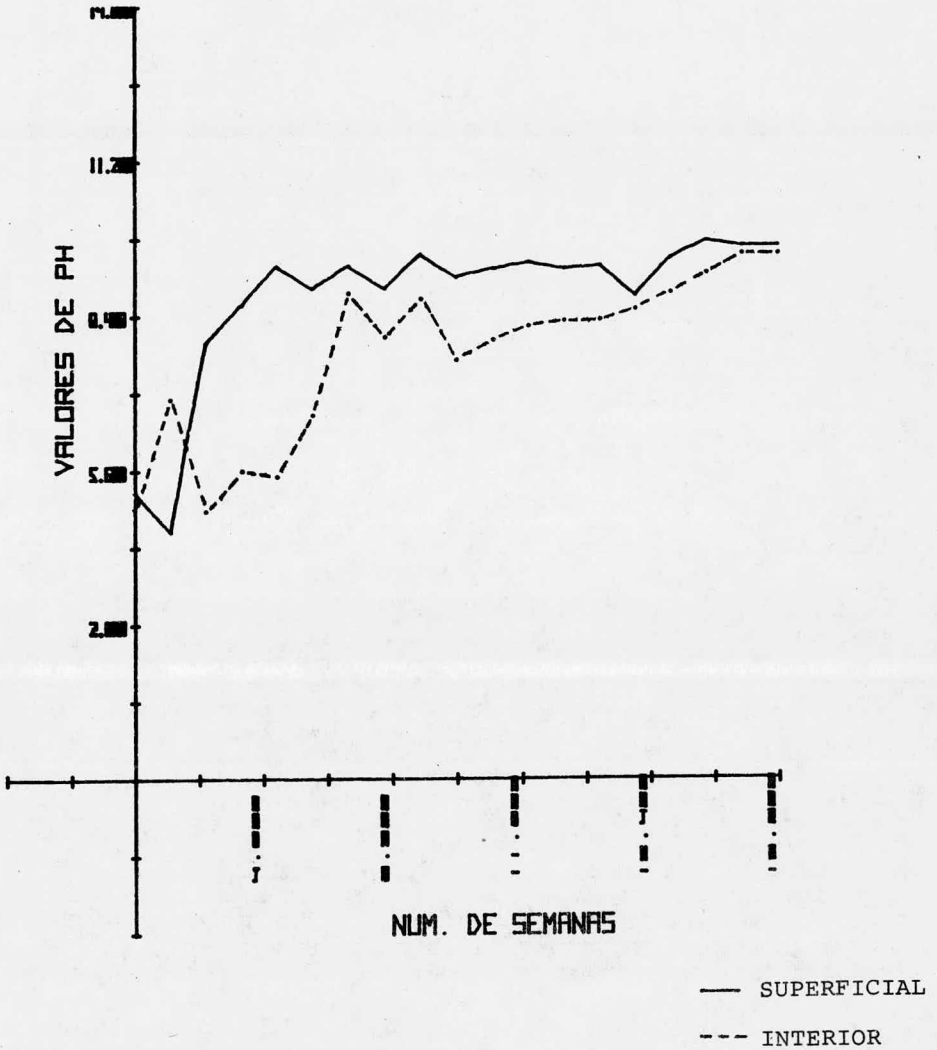
VARIACION DEL pH Y % DE HUMEDAD DURANTE EL CURSO DE LA FERMENTACION.

MUESTRA		% HUMEDAD	% PESO SECO	pH
1	S	86.16	13.84	5.2
	C	85.98	14.02	4.9
2	S	86.60	13.4	4.5
	C	87.1	12.9	6.9
3	S	50.3	49.7	7.9
	C	89.94	10.06	4.88
4	S	68.38	31.62	8.6
	C	91.5	8.52	5.6
5	S	64.23	35.77	9.3
	C	89.0	10.99	5.5
6	S	66.5	33.49	8.9
	C	81.9	18.08	6.6
7	S	53.2	46.8	9.3
	C	82.9	17.15	8.8
8	S	52.51	47.49	8.9
	C	88.78	11.22	8.02
9	S	56.3	45.38	9.5
	C	86.7	17.35	8.7
10	S	20.3	79.7	9.1
	C	80.4	19.6	7.6
11	S	60.50	39.5	9.25
	C	76.78	23.22	7.95
12	S	40.79	59.21	9.37
	C	77.96	22.04	8.2
13	S	46.11	53.89	9.25
	C	69.53	30.47	8.3
14	S	44.34	55.66	9.3
	C	63.37	33.63	8.32
15	S	61.87	38.13	8.75
	C	70.97	29.03	8.5
16	S	50.92	49.08	9.43
	C	68.49	31.51	8.8
17	S	21.38	78.62	9.73
	C	64.45	35.55	9.15
18	S	8.94	91.06	9.65
	C	32.06	67.94	9.5
19	S	16.35	83.65	9.65
	C	68.46	31.54	9.0

S - Muestra superficial

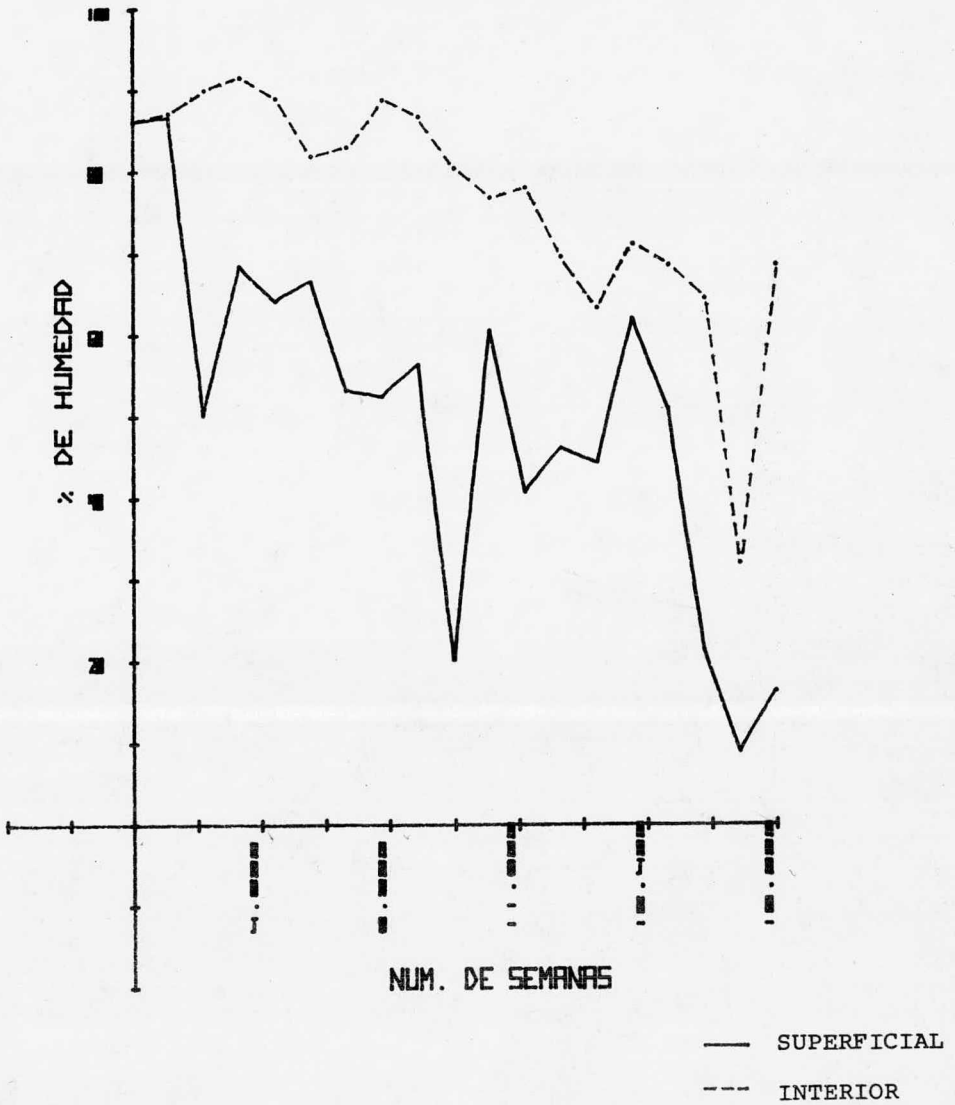
C - Muestra interior

GRAFICA 1



GRAFICA 1.- VARIACION DEL pH DURANTE EL CURSO DEL PROCESO.

GRAFICA 2



GRAFICA 2.- VARIACION DE LA HUMEDAD DURANTE EL CURSO DE LA FERMENTACION.

4.- MATERIAL Y MEDIOS DE CULTIVO

4

4.1. MATERIAL DE LABORATORIO

Cajas de Petri de vidrio de ~~10X100~~ mm

Cristalería de laboratorio en general

Termómetro TAYLOR permak -20° + 150°C

Microscopio E. LEITZ. WETZLAR Núm. 460768

Centrífuga ANDREAS HETTICH Se-DGE-2116

tipo ZTU - 522

Cuentacolonias NEW BRUNSWICK SCIENTIFIC

modelo núm. C-101

Autoclave BOEKEL 110 volts

(40)

4.2. MEDIOS DE CULTIVO (2)

Los medios de cultivo utilizados en este trabajo fueron:

4.2.1. BACTERIAS

Ingredientes	Concentración (g/l)
Glucosa	1.0
Nitrato de potasio	0.5
Fosfato de potasio, dibásico	1.0
Cloruro de calcio, anhidro	0.1
Cloruro de sodio	1.0
Cloruro férrico	0.01
Extracto de levadura	1.0
Agua destilada	1000.0 ml

Ajustar pH a 6.8 con NaOH o HCl diluidos

4.2.2. BACTERIAS FORMADORAS DE ESPORAS

Ingredientes	Concentración (g/l)
Peptona	1.0
Agar	20.0
Agua destilada	1000.0 ml

Ajustar pH a 6.8 - 7.0

4.2.3. ACTINOMICETOS

Ingredientes	Concentración (g/l)
Glucosa	1.0
Fosfato de potasio, monobásico	0.1
Nitrato de sodio	0.1
Cloruro de potasio	0.1
Sulfato de magnesio, heptahidrat.	0.1
Agar	15.0
Agua destilada	1000.0 ml

Ajustar pH a 7.0

4.2.4. HONGOS

Ingredientes	Concentración (g/l)
Glucosa	10.0
Peptona	5.0
Fosfato de potasio, monobásico	1.0
Sulfato de magnesio, heptahidrat.	0.5
Rosa de Bengala	1:30,000
Agar	20.0
Agua destilada	1000.00 ml

Al medio ya estéril agregarle 30g. de Estreptomina por ml de medio.

Toda

4.2.5. AZOTOBACTER

Ingredientes	Concentración
SOL.A.:	(g/l)
Sacarosa	5.0
Sulfato de magnesio, heptahidrat.	0.2
Sulfato ferroso, heptahidratado	0.4
Molibdato de sodio	0.005
Cloruro de calcio, anhidro	0.15
Agar	15.0
Agua destilada	1000.0 ml
SOL.B.:	
Fosfato de potasio, dibásico	1.0
Agua destilada	10.0 ml

Esterilizar por separado y cuando la solución A esté a 50°C, mezclar la solución B y vaciar a placas.

4.2.6. BACTERIAS DESAMINANTES

Ingredientes	Concentración
	(g/l)
Fosfato de potasio, dibásico	3.0
Cloruro de potasio	0.2
Sulfato de magnesio, heptahidrat.	0.2
Cloruro de sodio	0.2
Sulfato de calcio	0.01
Gelatina	10.0
Agua destilada	1000.0 ml

4.2.7. BACTERIAS DESNITRIFICANTES

MS

no

Ingredientes SOL.A.:	Concentración (g/l)
Nitrato de potasio	1.0
Asparagina	1.0
Sol. azul de bromotimol	5.0
Agua destilada	500.0 ml

SOL.B.:

Citrato de sodio	8.5
Fosfato de potasio, monobásico	1.0
Sulfato de magnesio, heptahidrat.	1.0
Cloruro de calcio, anhidro	0.2
Cloruro férrico, hidratado	0.05
Agua destilada	1000.9 ml

Mezclar las soluciones y ajustar el pH a 7.0-7.2, distribuir en tubos de ensayo de 16 x 150mm con 10 ml cada uno y colocarles su campana, esterilizar.

4.2.8. BACTERIAS NITRIFICANTES

a) NITROSOMONAS ✓

Ingredientes	Concentración (g/l)
Sulfato de amonio, dibásico	0.5
Fosfato de potasio, dibásico	1.0
Sulfato ferroso, heptahidratado	0.03
Cloruro de sodio	0.3
Sulfato de magnesio, heptahidrat.	0.3
Carbonato de calcio	7.5
Agua destilada	1000.0 ml

Transferir 3 ml del medio
a tubos de ensaye de 16 x
150

b) NITROBACTER

Ingredientes	Concentración (g/l)
Nitrato de potasio	0.006
Fosfato de potasio, dibásico	1.0
Cloruro de sodio	0.3
Sulfato de magnesio, heptahidrat.	0.1
Sulfato ferroso, heptahidratado	0.03
Carbonato de calcio	1.0
Cloruro de calcio	0.03
Agua destilada	1000.0 ml

Distribuir 3 ml en tubos
de ensaye de 16 x 150 mm

Todos los medios de cultivo se esterilizaron en autoclave a 120°C y 20 lbs de presión durante 20 minutos.

5.- METODOLOGIA

5.1. DESCOMPOSICION DE LA MATERIA ORGANICA

5.1.1. COLOCACION Y MANEJO DEL BANCAL DE MATERIA ORGANICA

los alumnos traeron cada uno basura organica de sus casas:

La basura utilizada para este trabajo, se colectó en un mercado de la Colonia Estrella y de ocho cocinas particulares, se procedió inmediatamente a fragmentarla en pedazos medianos con el objeto de ayudar a una rápida descomposición y a una adecuada aereación. A continuación, este material se juntó en un montón alargado, con sección trapezoidal, al que llamamos bancal.

El bancal se colocó en una azotea sobre cemento y quedó a la interperie. El día 19 de octubre de 1975 comenzó el proceso y finalizó el 10. de marzo de 1976 (cuatro meses y medio aproximadamente).

Las dimensiones iniciales del bancal fueron:

largo 120 cm
ancho inf. 90 cm
ancho sup. 70 cm
altura 60 cm

Las dimensiones finales fueron:

largo 50 cm
ancho inf. 40 cm
ancho sup. 25 cm
altura 20 cm

El bancal desde su inicio y aproximadamente cada 96 h.- fue regado con una cantidad de agua suficiente para que permaneciera húmedo al tacto, también se sometió a volteos periódicos cada 168 h. (7 días).

Se tomaron muestras cada 168 h., sin alteración previa del bancal, una de la parte central y otra de la superficial colocándolas en frascos de vidrio estériles para transportarlas al laboratorio, donde permanecieron a 4°C durante las siguientes 24 h., siendo posteriormente procesada y examinada.

El lapso de descomposición y transformación del material del bancal, fue de 19 semanas, hasta que el material tomó un color oscuro, una consistencia granular y un olor a tierra.

Siendo el muestreo semanal, tomándose una muestra superficial y otra interna, el número de muestras fue de 38.

5.2. CUANTIFICACION DE MICROORGANISMOS

Una determinación del número de bacterias viables en cultivo puro es relativamente simple, procediéndose a un recuento en placa u otros métodos indicados para el caso.

La situación se hace más difícil en un sistema biológico heterogéneo tal como el suelo, humus y compostas, donde las técnicas microbiológicas sólo estiman una porción del número total de bacterias, esto se debe a limitaciones de tipo técnico (25) que pueden ser:

- 1a. Un solo medio no es adecuado nutricionalmente para todas las especies presentes, además, los requerimientos de crecimiento para muchas de ellas, son desconocidos y los microorganismos observados hasta ahora representan solo una fracción del total.
- 2a. Una segunda limitación surge del hecho de que las bacterias frecuentemente se encuentran formando colonias y éstas no pueden desintegrarse cuando las diluciones de la composta son agitadas.

El método de la placa de agar para recuento de viables, y el cual se utilizó para el análisis de la composta, dá números variables y los errores de muestreo y preparación de la muestra son frecuentemente mayores que las variaciones inherentes en el procedimiento del recuento mismo.

Los métodos empleados para estudiar los microorganismos son importantes porque informan acerca del número y clase de microorganismos que existen en la composta ó suelo, al mismo tiempo que sugieren datos acerca de sus actividades y las relaciones de estas con la fertilidad del suelo.

Varios métodos son empleados para la estimación del número de microorganismos en el suelo, para éste trabajo se emplearon el método de la Placa de agar y recuento en tubos por dilución a extinción (2).

METODO DE LA PLACA DE AGAR

Se depositaron 10 g de la muestra en 90 ml de agua estéril contenida ~~en un frasco~~ con perlas de vidrio, se agitó durante 10 minutos en posición horizontal, se dejó reposar 10-

minutos y se volvió a agitar vigorosamente por unos segundos, se transfirieron 10 ml de esta suspensión a otro frasco con 90 ml de agua estéril, se agitó perfectamente y se siguieron haciendo diluciones en razón de 1:10 hasta obtener las diluciones requeridas para cada microorganismo.

De las diluciones adecuadas se tomó un mililitro inoculando tres cajas Petri de dilución. Se adicionó el medio específico previamente esterilizado y a una temperatura de 40° a 45°C, vaciando aproximadamente 12 ml por caja. Se agitaron y dejaron reposar las cajas hasta su solidificación.

Para incubarlas se invirtieron las cajas y se observaron diariamente. Se seleccionaron cajas que tuvieron entre 30 a 300 colonias, se contó el número total de las mismas y se multiplicó este número por el factor de dilución, dividiéndolo después entre los gramos de material tomado por gramo de materia húmeda. Posteriormente se calculó el contenido de microorganismos por gramo de materia seca.

Las condiciones de incubación y recuento se describen al hablar de cada especie (Tabla Núm. 3).

METODO DE LOS TUBOS POR DILUCION A EXTINCION

Se depositaron 10 g de la muestra en 90 ml de agua estéril contenida en un frasco con perlas de vidrio, se agitó durante 10 minutos en posición horizontal, se dejó reposar 10 minutos y se volvió a agitar vigorosamente por unos segundos, se transfirieron 10 ml de esta suspensión a otro frasco con 90 ml de agua estéril, se agitó perfectamente y se siguieron haciendo diluciones hasta obtener las diluciones requeridas para cada especie.

Se tomó una alicuota de 1 ml de las diluciones adecua - das y se procedió a inocular, tres tubos por cada dilución, - que contenían el medio específico.

Las condiciones de incubación y la interpretación de resultados se especifican al hablar de cada especie (Tabla 3).

IDENTIFICACION DE PROTOZOARIOS

De la suspensión inicial y de la dilución 10^{-1} , se tomó una gota y se hizo una observación al microscopio, con el --

lente de seco débil primero y con el seco fuerte posteriormente. Se notó la presencia de Protozoarios y se reportó como positiva o negativa.

IDENTIFICACION DE NEMATODOS

De la primera dilución de la muestra se tomaron alícuotas de 5 ml y se centrifugaron a 200 rpm. Se descartó el sobrenadante resuspendiendo el sedimento en un volumen muy pequeño de agua, se tomó una gota colocándola entre un portaobjetos y un cubreobjetos y se observó al microscopio. Se reportó como positiva o negativa únicamente, según se observaron los nemátodos.

TABLA 3
CONDICIONES DE INCUBACION

MICROORGANISMO	METODO UTILIZADO	TEMPERATURA	TIEMPO
BACTERIAS	PLACA DE GELOSA ✓	37°C	3 días
FORMADORAS DE ESPORAS *	PLACA DE GELOSA ✓	37°C	4 días
HONGOS	PLACA DE GELOSA ✓	28°C	3 días
ACTINOMICETOS	PLACA DE GELOSA ✓	28°C	3 días
AZOTOBACTER	PLACA DE GELOSA ✓	28°C	7 días
DESNITRIFICANTES	TUBOS POR DILUCION A EXTINCIÓN	28°C	7 días
NITRIFICANTES			
a) NITROSOMONAS	TUBOS POR DILUCION A EXTINCIÓN	28°C	15 días
b) NITROBACTER	TUBOS POR DILUCION A EXTINCIÓN	28°C	15 días
AMONIFICANTES	TUBOS POR DILUCION A EXTINCIÓN	28°C	15 días

* Las diluciones correspondientes a la cuantificación de bacterias formadoras de esporas, tuvieron un tratamiento previo a su inoculación, el cual consistió en lo siguiente: Los recipientes correspondientes a las diluciones requeridas se sometieron a un calentamiento en baño de agua a 80° - 85°C, durante un período de 10 minutos, durante esta pasteurización se agitaron vigorosamente las suspensiones, al cabo de los 10 minutos se dejó enfriar a las diluciones y ya frías se tomó un mililitro correspondiente para su inoculación.

INTERPRETACION DE RESULTADOS PARA EL METODO DE TUBOS
POR DILUCION A EXTINCION

BACTERIAS DESNITRIFICANTES

Los tubos se observaron diariamente para determinar producción de gas y el vire de coloración de verde a azul. Se notó una lectura positiva para los tubos que, al cabo de 7 días, contaran con ambas características, o sea, color azul y producción de gas. La densidad de población se estimó por medio de la técnica del número más probable (2).

NITROSOMONAS sp

Se preparó el reactivo de Griess-Ilosvay inmediatamente antes de llevar a cabo la prueba.

Reactivo de Griess-Ilosvay

SOL.A.

Ac. sulfanílico 0.5 g
Ac. acético 33% 150 ml

SOL.B.

alfa-naftilamina 0.1 g
Ac. acético 33% 150 ml
Agua destilada 20 ml

las dos soluciones permanecieron en frasco ámbar y a 4°C hasta el momento de ser utilizadas.

Se mezclaron partes iguales de las dos soluciones y de la mezcla se agregaron 3 gotas a cada uno de los tubos, en caso de positividad, apareció un color rojo púrpura, en caso de negatividad, se probó la presencia de nitratos agregando una pizca de la mezcla Zinc-Cobre-Oxido de manganeso, cuando el color desarrollado fue rojo, se tomó como positiva para Nitrosomonas, ya que el nitrito formado por Nitrosomonas, fue oxidado a nitrato de Nitrobacter.

NITROBACTER sp

Se siguió el procedimiento anterior, probando únicamente para nitritos con el reactivo de Griess-Ilosvay, se marcaron positivos sólo aquéllos tubos que no tuvieron la presencia de la coloración roja.

La densidad de población tanto para Nitrosomonas como para Nitrobacter, se estimó por medio de la técnica del número más probable.

BACTERIAS DESAMINANTES

Aquí se determinó la presencia o ausencia de amoníaco, para lo cual se colocaron 3 gotas del caldo de cultivo de ca

da uno de los tubos en una placa de vidrio y se agregaron dos gotas del reactivo de Nessler, una coloración amarilla se tomó como positiva.

6.- RESULTADOS

6.1. DESCRIPCION DEL BANCAL

La acumulación de la basura en un bancal dió como inicio la fermentación de los residuos (Figura 2). Al principio del proceso el bancal tenía una consistencia heterogénea debido a la diversidad de los materiales que poco a poco fue cambiando hasta que el tamaño de las partículas disminuyó considerablemente y el color cambió de los tonos verdosos de los residuos recogidos a un tono café oscuro, dando un aspecto el bancal al finalizar de tierra común y corriente, aunque con algunos desechos principalmente celololíticos que no se degradaron. El tamaño del bancal disminuyó considerablemente hasta el final del proceso (Figura 3).

El olor en los primeros días fue cambiando del original de las verduras a un olor putrefacto que fue disminuyendo hasta llegar a un olor no desagradable.

Cuando el olor era putrefacto abundaron las larvas de moscas y de otros insectos no identificados, pero también desaparecieron al transcurrir el tiempo de fermentación, sin llegar a desarrollarse las formas adultas.

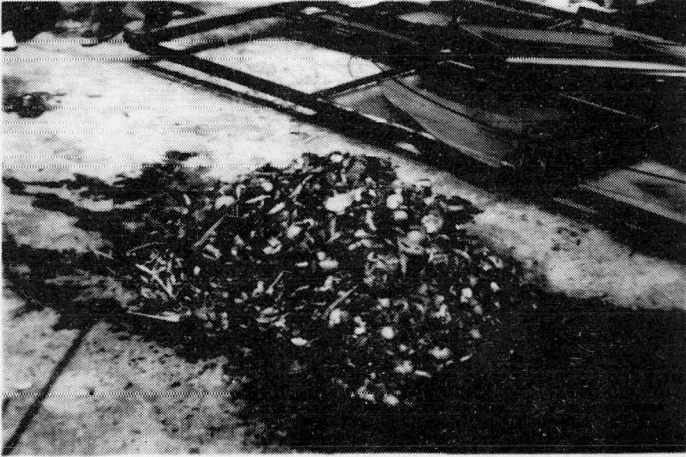


Fig. 2

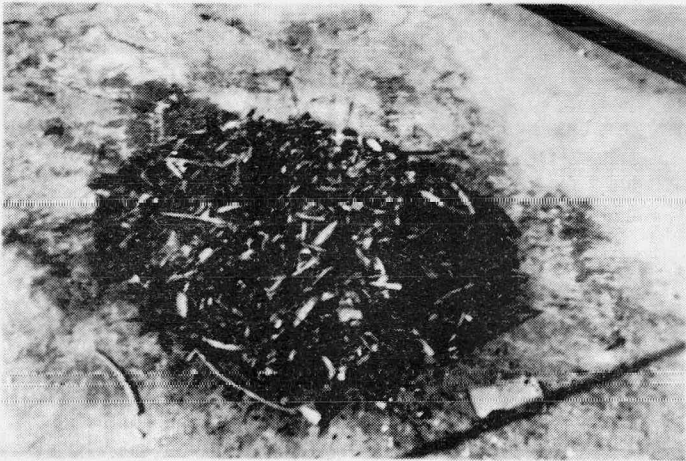


Fig. 3

6.2. CUANTIFICACION DE LA POBLACION MICROBIANA

La cuantificación de la población microbiana determinada por el método de la placa gelosa, se hizo de la siguiente manera:

Por cada muestra, tanto superficial como central, se -- trabajaron tres diluciones para recuento de colonias, las di -- luciones utilizadas fueron diferentes para cada caso y se -- utilizaron tres placas para cada dilución; al término del -- tiempo de incubación, se procedió al recuento en cada placa -- obteniéndose un promedio de las tres placas, la suma prome -- dio de las tres diluciones nos dió la cantidad para base hú -- meda, esta cantidad dividida entre los gramos de muestra se -- ca, nos dió el número de bacterias por gramo de suelo en ba -- se seca.

Los resultados obtenidos para número de microorganismos por gramo de suelo, tanto para base húmeda como para base se -- ca, se observan en las Tablas 4, 5, 6, 7 y 8, y su interpre -- tación en las Gráficas 3, 4, 5, 6 y 7.

El número de muestras tomadas en total fue 19 (diecinueve) tanto para la parte superficial (S) como para la central o interior (C).

TABLA 4

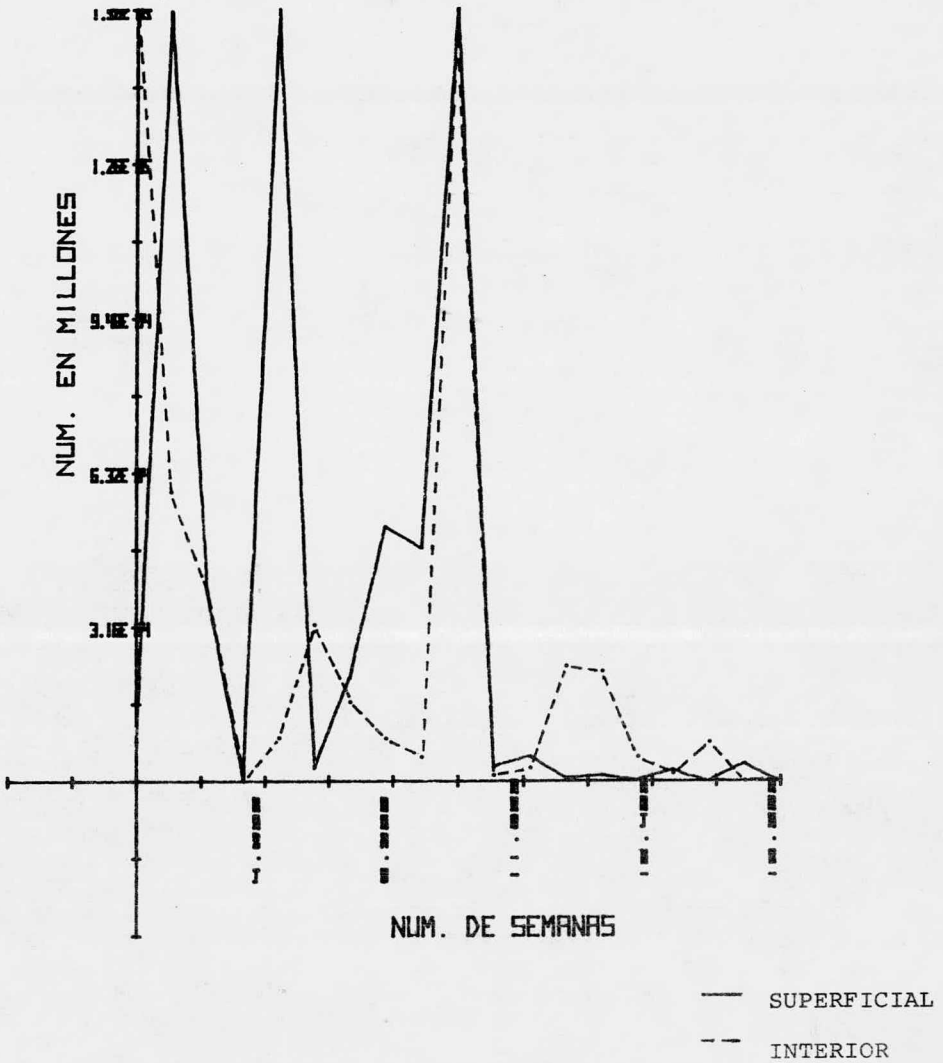
CUANTIFICACION DE BACTERIAS

MUESTRA	1		2		3		4		5	
	S	C	S	C	S	C	S	C	S	C
BASE HUMEDA X 10 ⁶	1127	i	21,120	7,760	19,580	3,900	150	68	i	990
BASE SECA X 10 ⁶	8143	i	157,610	59,370	39,390	38,760	474	79,8	i	9000
	6		7		8		9		10	
MUESTRA	S	C	S	C	S	C	S	C	S	C
BASE HUMEDA X 10 ⁶	916	5,800	9,900	2,800	24,800	993	21,800	87	i	111.5
BASE SECA X 10 ⁶	2730	32,070	21,150	16,320	52,220	8850	48,000	5000	i	i
	11		12		13		14		15	
MUESTRA	S	C	S	C	S	C	S	C	S	C
BASE HUMEDA X 10 ⁶	1,193	313	3,009	592	378.3	7,160	602	8,268	73	1,450
BASE SECA X 10 ⁶	3020	1340	5080	2680	700	23,490	1080	22,570	194	5000
	16		17		18		19			
MUESTRA	S	C	S	C	S	C	S	C		
BASE HUMEDA X 10 ⁶	1,073	520	M	2,811	316	56	3.3	12.2		
BASE SECA X 10 ⁶	2180	1650	M	7900	3470	82	4.0	40.0		

i - mayor de 200 000 millones
M - menor del millón

S - muestra superficial
C - muestra central

GRAFICA 3



GRAFICA 3.- VARIACION DE LA POBLACION MICROBIANA DURANTE EL PROCESO.

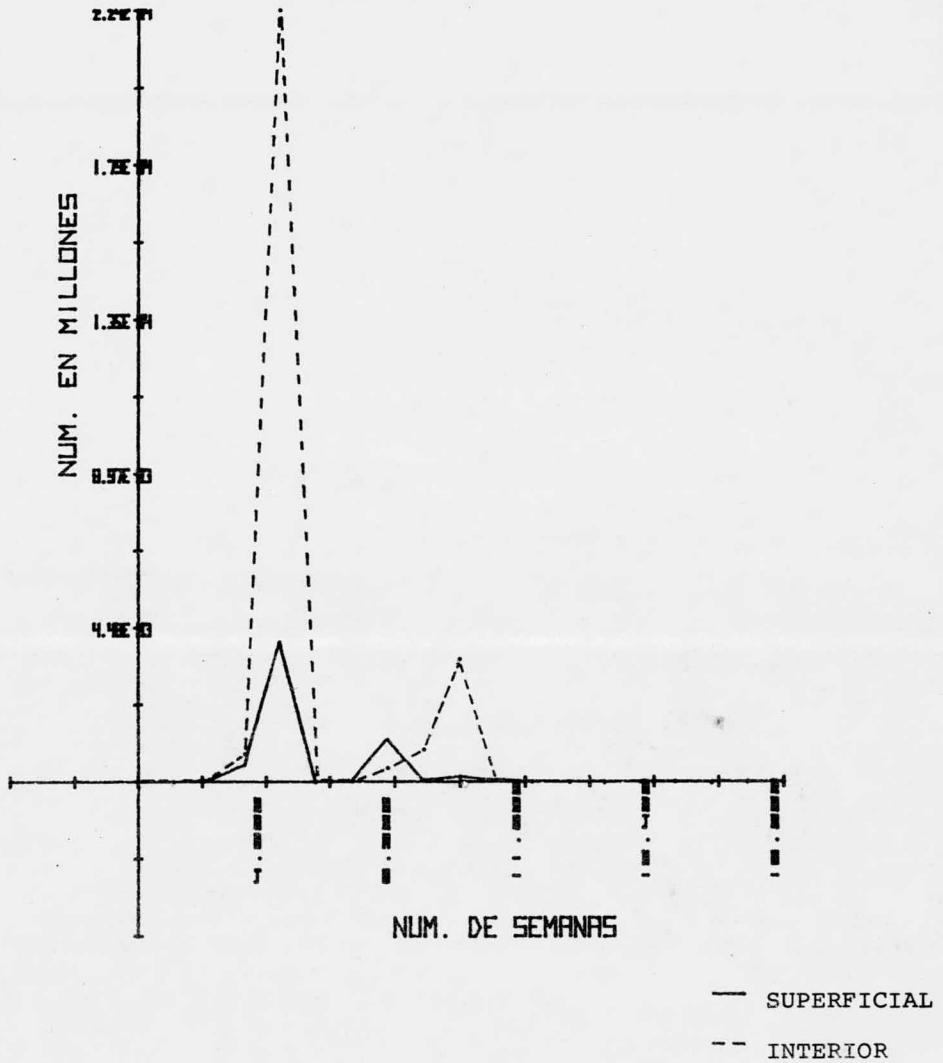
TABLA 5

CUANTIFICACION DE ACTINOMICETOS

MUESTRA	1		2		3		4		5	
	S	C	S	C	S	C	S	C	S	C
BASE HUMEDA X 10 ⁶	M	M	M	M	11,130	5,860	146	679	1,456	2,263
BASE SECA X 10 ⁶	M	M	M	M	22.3	58.2	462	800	4070	22,420
MUESTRA	6		7		8		9		10	
	S	C	S	C	S	C	S	C	S	C
BASE HUMEDA X 10 ⁶	0.03	0.018	0.27	0.36	584	44.3	22.6	161	114	698
BASE SECA X 10 ⁶	0.09	0.09	0.6	2.0	1230	400	50	930	140	3560
MUESTRA	11		12		13		14		15	
	S	C	S	C	S	C	S	C	S	C
BASE HUMEDA X 10 ⁶	22.1	10.1	7.6	1.2	0.124	M	M	M	M	0.00033
BASE SECA X 10 ⁶	56.0	43	13	5.0	0.23	M	M	M	M	0.0011
MUESTRA	16		17		18		19			
	S	C	S	C	S	C	S	C		
BASE HUMEDA X 10 ⁶	0.0001	0.00001	0.025	0.008	M	M	M	M		
BASE SECA X 10 ⁶	0.0002	0.0003	0.03	0.023	M	M	M	M		

M - menor de 100 colonias

GRAFICA 4



GRAFICA 4.- VARIACION DE LOS ACTINOMICETOS.

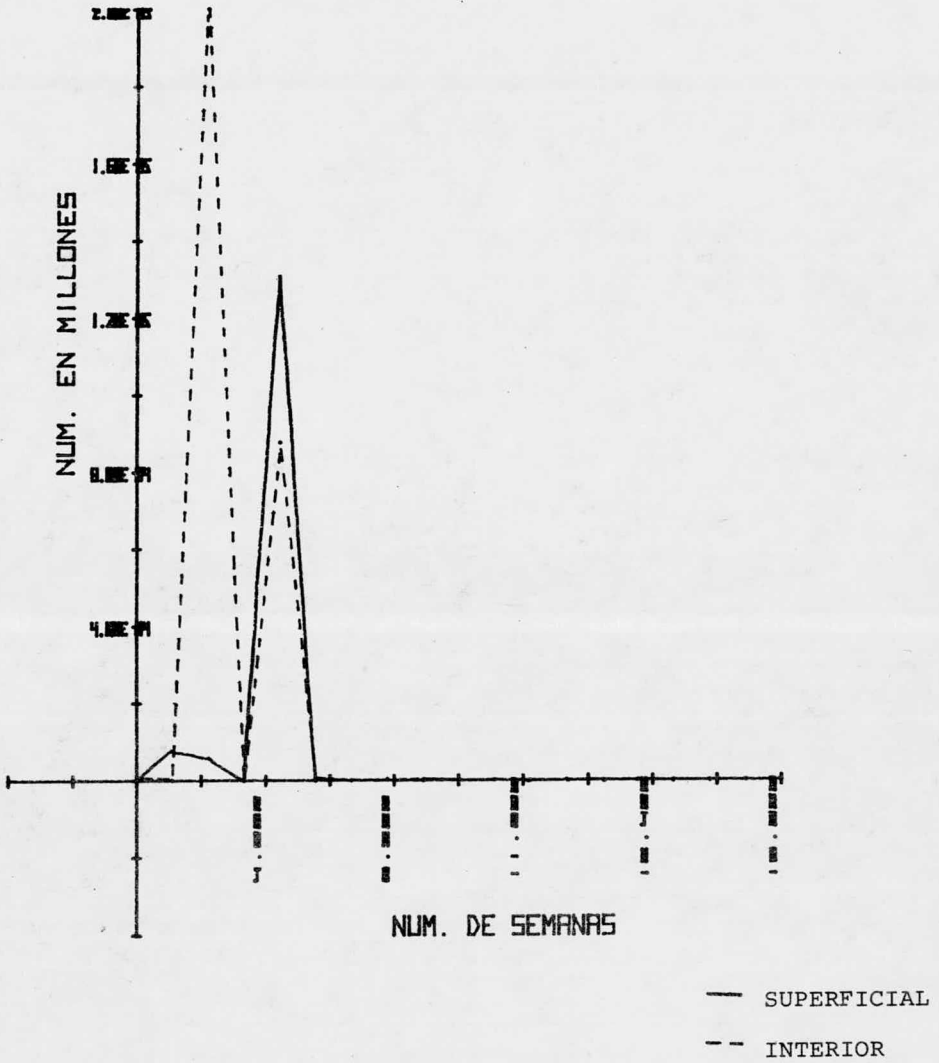
TABLA 6

CUANTIFICACION DE HONGOS

MUESTRA	1		2		3		4		5	
	S	C	S	C	S	C	S	C	S	C
BASE HUMEDA X 10 ⁶	0.2	M	1,020	M	2,866	20,110	0.4	4.9	46,720	9,623
BASE SECA X 10 ⁶	1.4	M	7610	M	5760	199,900	1.26	5.7	130,610	87560
MUESTRA	6		7		8		9		10	
	S	C	S	C	S	C	S	C	S	C
BASE HUMEDA X 10 ⁶	166	M	23	M	6.6	14.6	112	1.0	1.3	13.2
BASE SECA X 10 ⁶	500	M	50	M	15	130	240	6.0	1.6	67
MUESTRA	11		12		13		14		15	
	S	C	S	C	S	C	S	C	S	C
BASE HUMEDA X 10 ⁶	22.1	4.0	1.4	1.5	0.112	6.4	4.7	0.13	0.02	0.01
BASE SECA X 10 ⁶	56	17	2.4	6.9	0.20	21	8.0	0.4	0.05	0.03
MUESTRA	16		17		18		19			
	S	C	S	C	S	C	S	C		
BASE HUMEDA X 10 ⁶	0.003	0.0006	0.004	0.002	0.0005	0.008	0.0005	0.002		
BASE SECA X 10 ⁶	0.005	0.002	0.004	0.005	0.0006	0.01	0.00006	0.005		

M - menor de 100 colonias

GRAFICA 5



GRAFICA 5.- VARIACION DE LOS HONGOS DURANTE EL TIEMPO DEL PROCESO.

TABLA 7

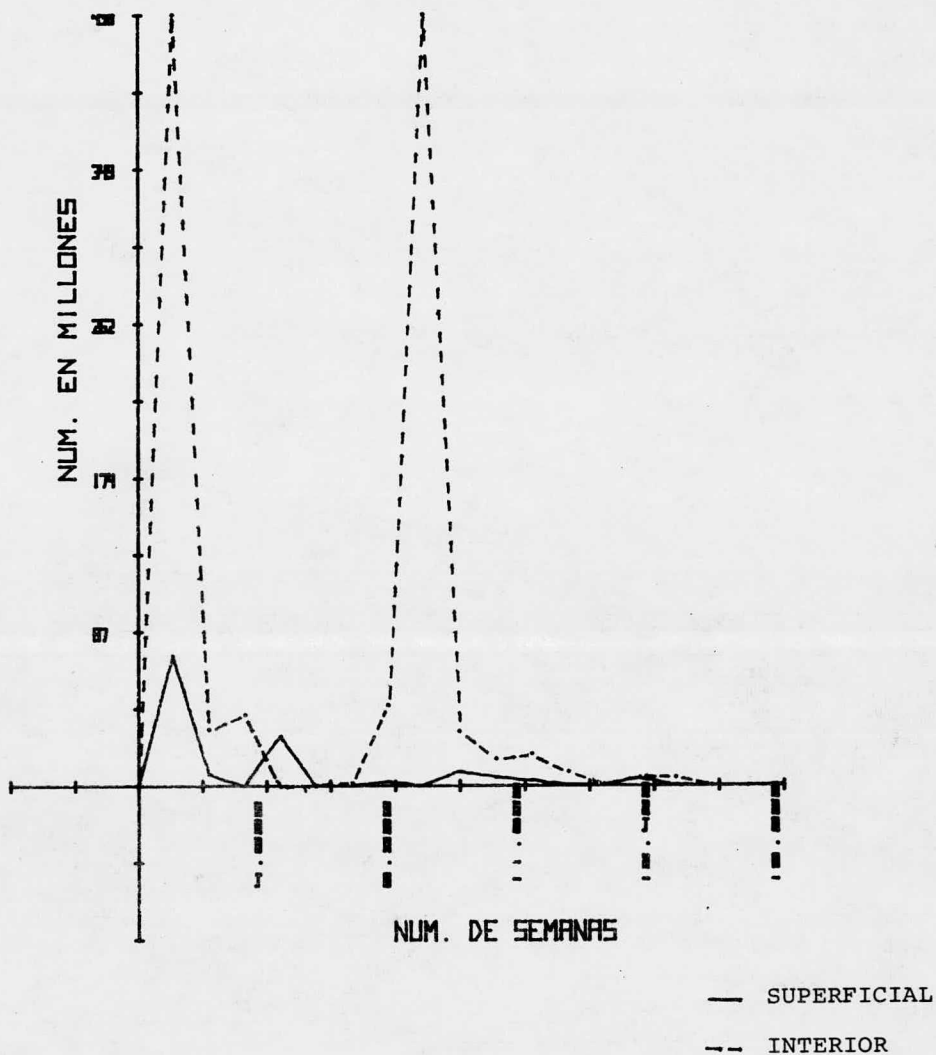
CUANTIFICACION DE BACTERIAS FORMADORAS DE ESPORAS

MUESTRA	1		2		3		4		5	
	S	C	S	C	S	C	S	C	S	C
BASE HUMEDA X 10 ⁶	M	M	9.86	3.3	3.3	3.3	M	34.3	10	M
BASE SECA X 10 ⁶	M	M	73.5	436	6.6	32	M	40	28	M
MUESTRA	6		7		8		9		10	
	S	C	S	C	S	C	S	C	S	C
BASE HUMEDA X 10 ⁶	M	M	M	0.24	1.1	5.16	M	i	6.2	6.1
BASE SECA X 10 ⁶	M	M	M	1.4	2.3	45.9	M	i	7.7	31
MUESTRA	11		12		13		14		15	
	S	C	S	C	S	C	S	C	S	C
BASE HUMEDA X 10 ⁶	2.0	3.6	1.7	4.0	0.176	2.5	0.1	0.36	1.58	1.26
BASE SECA X 10 ⁶	5.0	15.0	2.9	18	0.3	8.0	0.17	0.9	4.1	4.3
MUESTRA	16		17		18		19			
	S	C	S	C	S	C	S	C		
BASE HUMEDA X 10 ⁶	0.13	1.6	0.02	0.07	0.06	0.03	0.3	0.03		
BASE SECA X 10 ⁶	0.26	5.0	0.024	0.2	0.07	0.04	0.4	0.1		

i - mayor de 100 millones

M - menor de 100 colonias

GRAFICA 6



GRAFICA 6.- VARIACION DE LAS BACTERIAS FORMADORAS DE ESPORAS.

TABLA 8

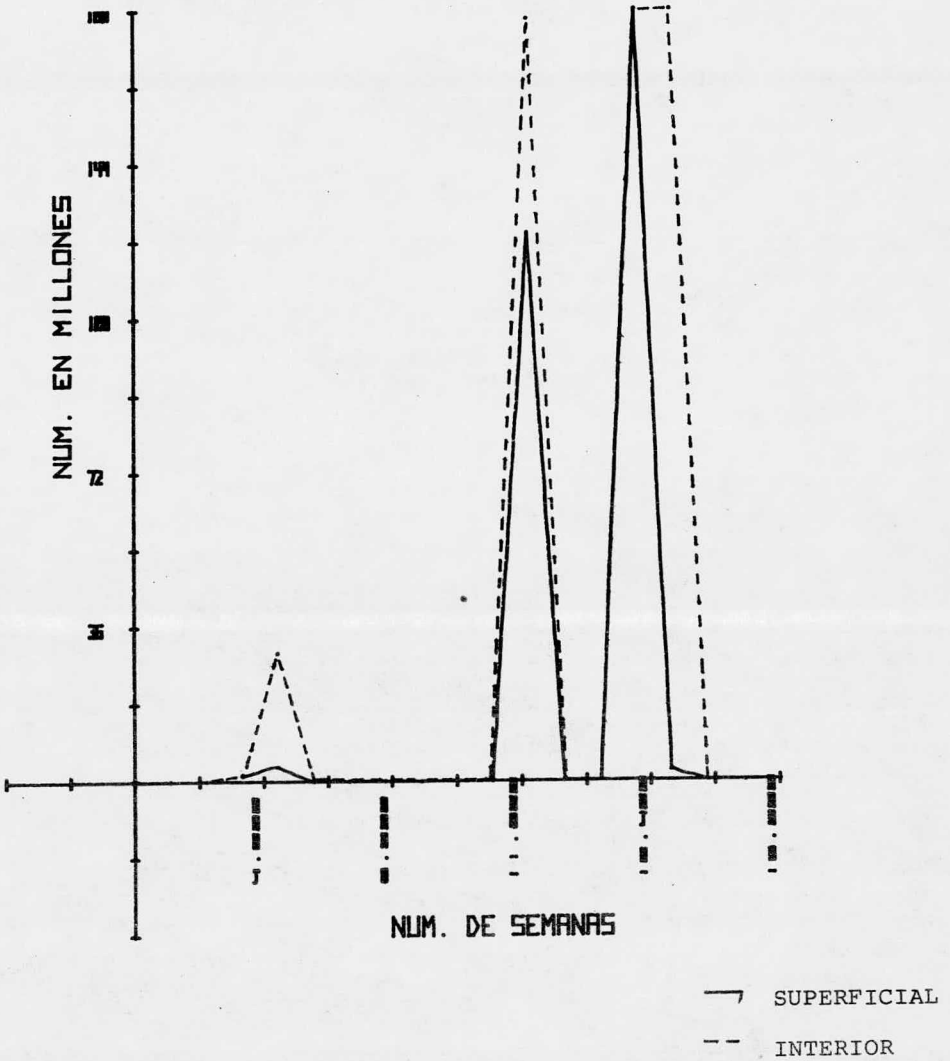
CUANTIFICACION DE AZOTOBACTER

MUESTRA	1		2		3		4		5	
	S	C	S	C	S	C	S	C	S	C
BASE HUMEDA X 10 ⁶	M	M	M	M	M	M	0.4	1.36	1.26	3.3
BASE SECA X 10 ⁶	M	M	M	M	M	M	1.2	1.6	3.5	30
	6		7		8		9		10	
MUESTRA	S	C	S	C	S	C	S	C	S	C
BASE HUMEDA X 10 ⁶	0.005	3.3	0.0004	0.0004	M	0.007	M	M	0.001	M
BASE SECA X 10 ⁶	0.01	0.03	0.0008	0.002	M	0.06	M	M	0.001	M
	11		12		13		14		15	
MUESTRA	S	C	S	C	S	C	S	C	S	C
BASE HUMEDA X 10 ⁶	0.007	0.004	76.0	39.4	0.02	0.17	0.018	0.097	i	i
BASE SECA X 10 ⁶	0.01	0.01	128	178	0.03	0.6	0.03	0.26	i	i
	16		17		18		19			
MUESTRA	S	C	S	C	S	C	S	C		
BASE HUMEDA X 10 ⁶	1.2	i	0.003	0.04	0.001	M	0.0023	0.013		
BASE SECA X 10 ⁶	2.4	i	0.004	0.1	0.001	M	0.0003	0.04		

i - mayor de 200 millones

M - Menor de 100 colonias

GRAFICA 7



GRAFICA 7.- VARIACION EN EL NUMERO DE AZOTOBACTER.

La cuantificación de la población microbiana determinada por el método de los tubos por dilución a extinción, se hizo utilizando una tabla para recuento del número más probable.

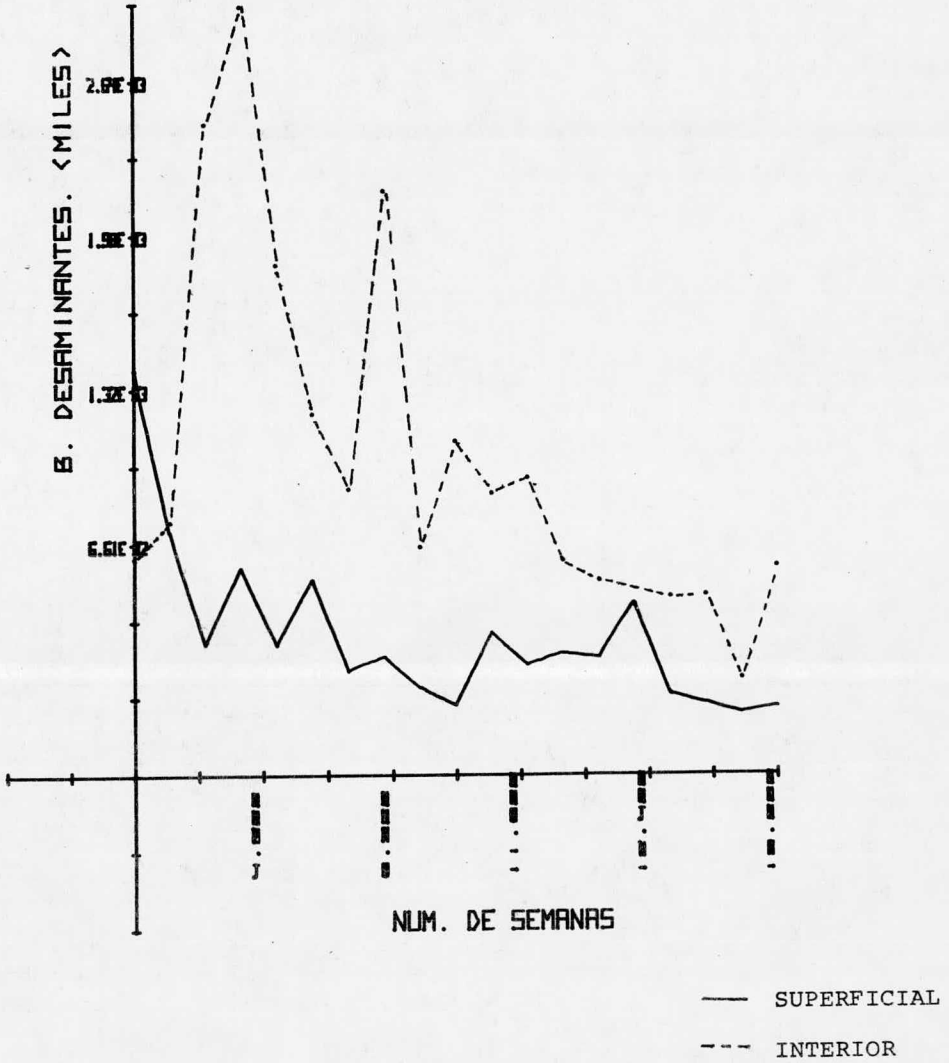
Este método consiste en contar los tubos positivos de cada dilución y localizar el número en la tabla; esto se hace utilizando cada serie de tubos de las diluciones practicadas, el número más probable para bacterias desnitrificantes, amonificantes, nitrosomonas y nitrobacter, se muestra en las Tablas 9, 10, 11 y 12; y su representación en las Gráficas - 8, 9, 10 y 11.

TABLA 9

CUANTIFICACION DE BACTERIAS DESAMINANTES

MUESTRA	1		2		3		4		5	
	S	C	S	C	S	C	S	C	S	C
BASE HUMEDA #/g suelo	240	130	140	140	280	280	280	280	200	240
BASE SECA #/g suelo	1,734	927	1,044	1,085	563	2,783	885	3,286	559	2,183
MUESTRA	6		7		8		9		10	
	S	C	S	C	S	C	S	C	S	C
BASE HUMEDA #/g suelo	280	280	210	210	240	280	170	170	240	280
BASE SECA #/g suelo	836	1,548	448	1,224	505	2,495	374	980	301	1,428
MUESTRA	11		12		13		14		15	
	S	C	S	C	S	C	S	C	S	C
BASE HUMEDA #/g suelo	240	280	280	280	280	280	280	280	280	210
BASE SECA #/g suelo	607	1,206	473	1,270	520	919	503	833	734	723
MUESTRA	16		17		18		19			
	S	C	S	C	S	C	S	C		
BASE HUMEDA #/g suelo	170	240	240	280	240	280	240	280		
BASE SECA #/g suelo	346	761	305	787	263	412	287	888		

GRAFICA 8



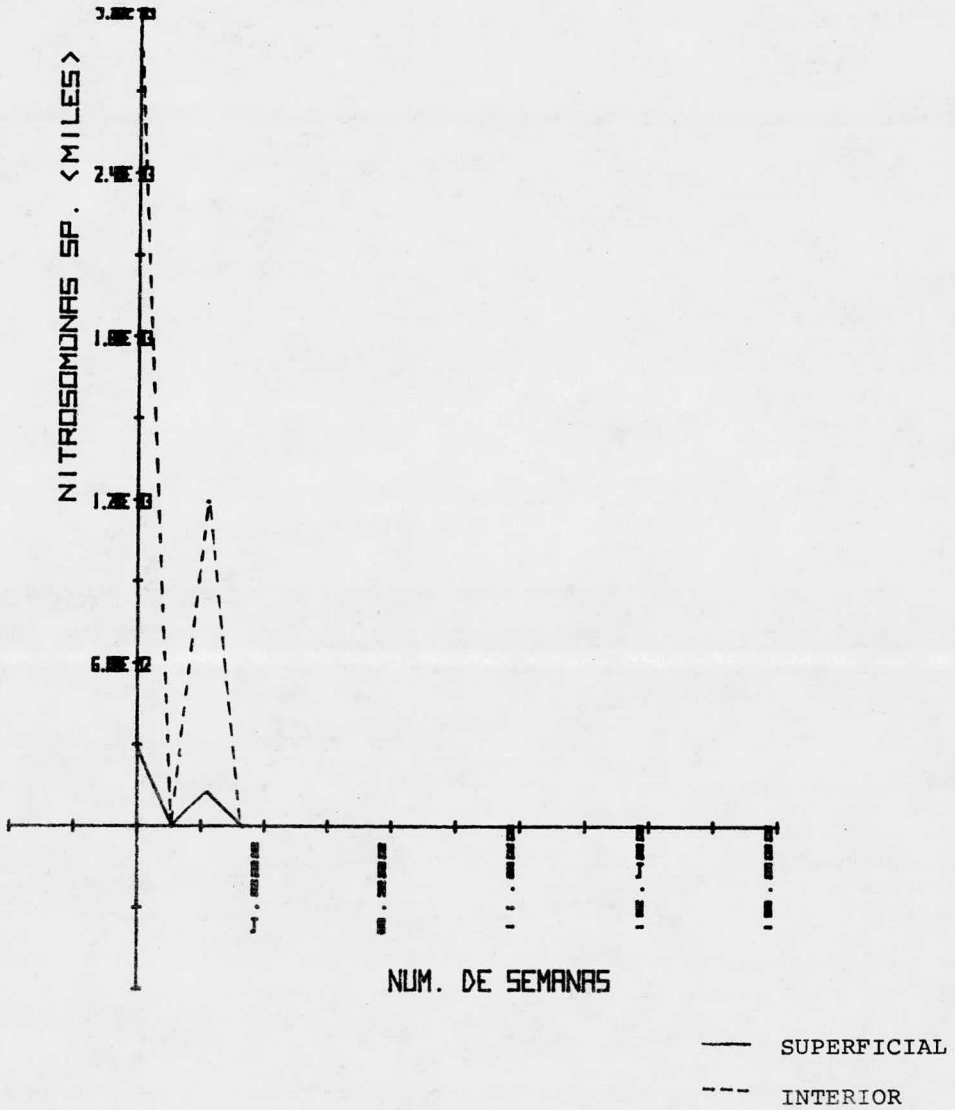
GRAFICA 8.- VARIACION DE LAS BACTERIAS DESAMINANTES.

TABLA 10

CUANTIFICACION DE NITROSOMONAS

MUESTRA	1		2		3		4		5	
	S	C	S	C	S	C	S	C	S	C
BASE HUMEDA #/g suelo	40	400	0	0	61	120	0	0	0	0
BASE SECA #/g suelo	289	2,853	0	0	122	1,192	0	0	0	0
	6		7		8		9		10	
MUESTRA	S	C	S	C	S	C	S	C	S	C
BASE HUMEDA #/g suelo	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
BASE SECA #/g suelo	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	11		12		13		14		15	
MUESTRA	S	C	S	C	S	C	S	C	S	C
BASE HUMEDA #/g suelo	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
BASE SECA #/g suelo	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	16		17		18		19			
MUESTRA	S	C	S	C	S	C	S	C		
BASE HUMEDA #/g suelo	0	0	0	0	0	0	0	0		
BASE SECA #/g suelo	0	0	0	0	0	0	0	0		

GRAFICA 9



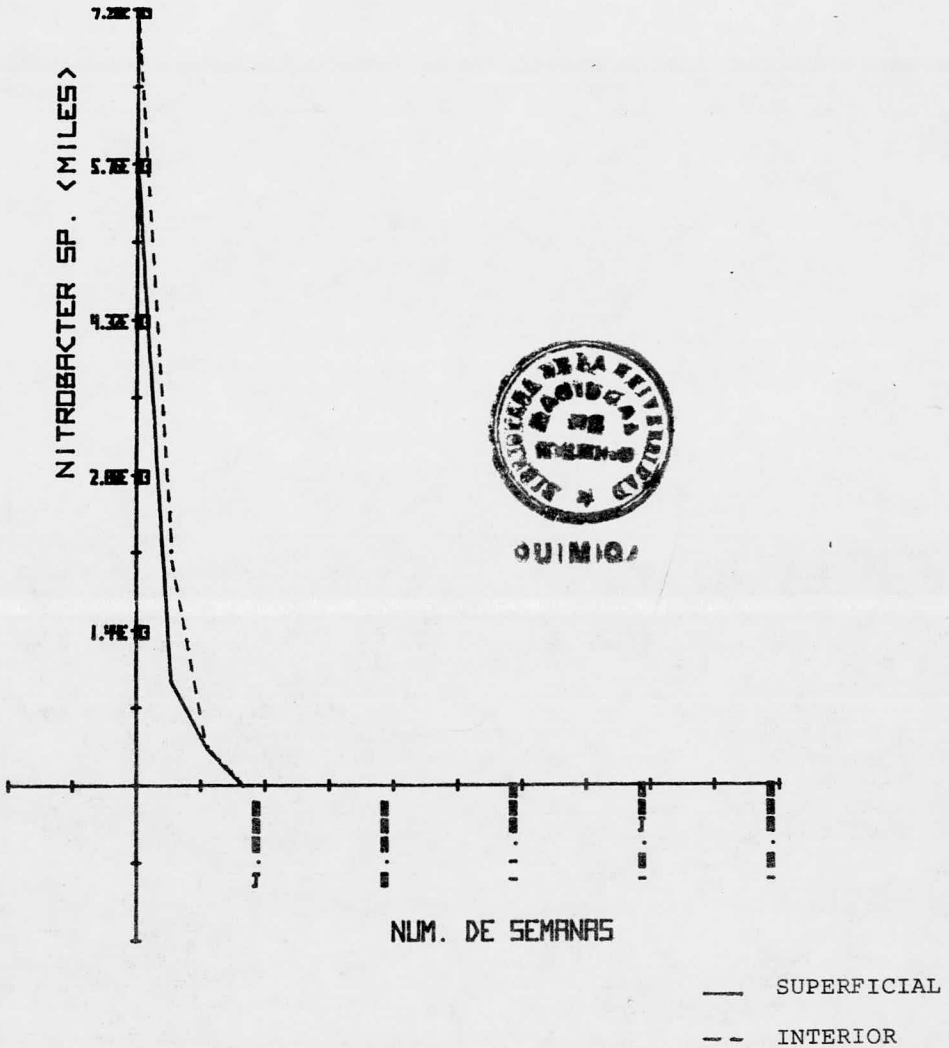
GRAFICA 9.- VARIACION DE NITROSOMONAS SP EN EL CURSO DEL PROCESO.

TABLA 11

CUANTIFICACION DE NITROBACTER

MUESTRA	1		2		3		4		5	
	S	C	S	C	S	C	S	C	S	C
BASE HUMEDA #/g suelo	810	1000	130	280	170	36	0	0	0	0
BASE SECA #/g suelo	5,852	7,132	970	2,170	342	357	0	0	0	0
MUESTRA	6		7		8		9		10	
	S	C	S	C	S	C	S	C	S	C
BASE HUMEDA #/g suelo	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
BASE SECA #/g suelo	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
MUESTRA	11		12		13		14		15	
	S	C	S	C	S	C	S	C	S	C
BASE HUMEDA #/g suelo	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
BASE SECA #/g suelo	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
MUESTRA	16		17		18		19			
	S	C	S	C	S	C	S	C		
BASE HUMEDA #/g suelo	0	0	0	0	0	0	0	0		
BASE SECA #/g suelo	0	0	0	0	0	0	0	0		

GRAFICA 10



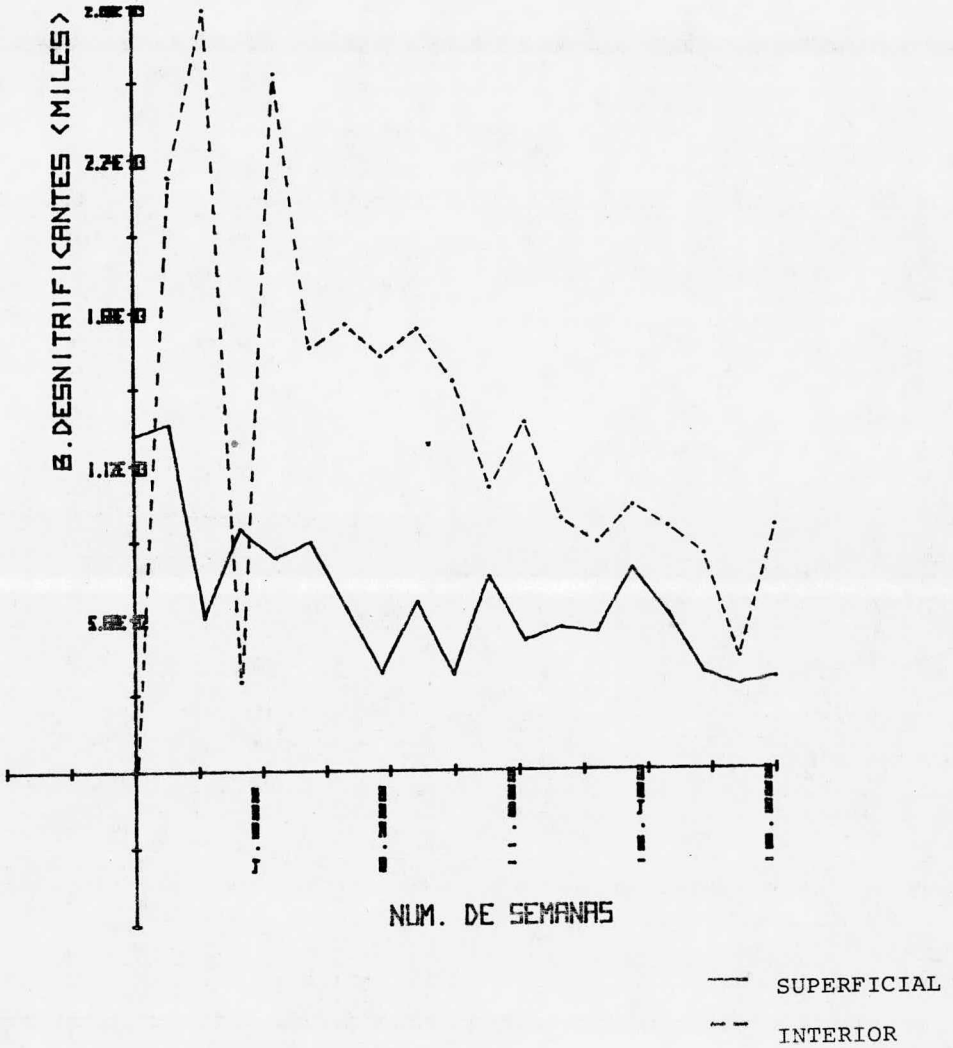
GRAFICA 10.- VARIACION DEL NUMERO DE NITROBACTER SP.

TABLA 12

CUANTIFICACION DE DESNITRIFICANTES

MUESTRA	1		2		3		4		5	
	S	C	S	C	S	C	S	C	S	C
BASE HUMEDA #/g suelo	170	2	170	280	280	280	280	280	280	280
BASE SECA #/g suelo	1,228	14.3	1,268	2,170	563	2,783	885	328	782	2,547
MUESTRA	6		7		8		9		10	
	S	C	S	C	S	C	S	C	S	C
BASE HUMEDA #/g suelo	280	280	280	280	170	170	280	280	280	280
BASE SECA #/g suelo	836	1,548	598	1,632	358	1,515	617	1,613	351	1,424
MUESTRA	11		12		13		14		15	
	S	C	S	C	S	C	S	C	S	C
BASE HUMEDA #/g suelo	280	240	280	280	280	280	280	280	280	280
BASE SECA #/g suelo	709	1,033	473	1,270	519	919	503	832	734	964
MUESTRA	16		17		18		19			
	S	C	S	C	S	C	S	C		
BASE HUMEDA #/g suelo	280	280	280	280	280	280	280	280		
BASE SECA #/g suelo	570	888	356	787	307	412	334	887		

GRAFICA 11



GRAFICA 11.- VARIACION DE LAS BACTERIAS DESNITRIFICANTES.

TABLA 13

OBSERVACION DE PROTOZOARIOS Y NEMATODOS DURANTE EL PROCESO DE FERMENTACION

MUESTRA	1		2		3		4		5		6		7	
	S	C	S	C	S	C	S	C	S	C	S	C	S	C
PROTOZOARIOS	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
NEMATODOS	-	-	-	-	-	-	-	-	+	+	-	+	+	+
MUESTRA	8		9		10		11		12		13		14	
	S	C	S	C	S	C	S	C	S	C	S	C	S	C
PROTOZOARIOS	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
NEMATODOS	-	-	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
MUESTRA	15		16		17		18		19					
	S	C	S	C	S	C	S	C	S	C				
PROTOZOARIOS	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+				
NEMATODOS	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-				

+ presencia de

- ausencia de

7.- D I S C U S I O N

material

Para este trabajo se utilizó un bancal compuesto de basura proveniente de diversos mercados y cocinas particulares. Los desechos se fraccionaron y se acomodaron en un montón trapezoidal que fue dejado a la interperie sometiéndolo a - volteos periodicos, procurando mantenerle ciertos factores - físicos tales como humedad y aereación.

Para obtener un buen desarrollo de organismos se mantuvo el bancal durante un lapso de aproximadamente cuatro meses y medio, encontrándose al final de este tiempo los siguientes resultados:

Durante todo el proceso de descomposición el desarrollo de las bacterias, en general, fue muy variable; siendo esta variación considerablemente mayor en la parte superficial -- del bancal, ya que es la zona más expuesta a las variaciones ambientales; fue más constante en el interior, aunque en términos generales la población fue de más q menos conforme la materia orgánica se degradaba.

Se puede suponer que durante la fermentación abundan -- los microorganismos degradadores y conforme la materia orgá-

gánica se va mineralizando el número de estos microorganismos disminuye para aumentar el de otros grupos. Al llegar a la fase en que los microorganismos del suelo comienzan a aparecer, se observó que el número total de microorganismos fue inferior en relación a la fase de fermentación.

En la Gráfica 4, se observó que el grupo de los actinomicetos aumentó al final del primer tercio del tiempo de descomposición, etapa en la cual el pH es ácido (6.0 aproximadamente). Su número fue disminuyendo quizá debido a la rápida baja en la humedad en la superficie del bancal (de 80 a 50%), lo cual impidió un mejor desarrollo de los actinomicetos en ese lugar.

Al inicio de la fermentación se observó un crecimiento y decrecimiento en el número de hongos en el interior del bancal, para luego volver a aumentar la población tanto en el interior como en el exterior, etapa durante la cual el pH pasó de ácido a neutro; posteriormente al alcalinizarse, esta población disminuyó considerablemente.

El número de las bacterias esporuladas fue considerablemente mayor al inicio del proceso de descomposición (Gráfica

6), siendo mucho mayor en la parte interior del bancal, disminuyendo en las siguientes semanas. Aproximadamente a la mitad del proceso, esta población volvió a aumentar, quizá debido a que la temperatura haya aumentado (12) y este grupo - haya sido de los más resistentes a este efecto. Disminuyeron nuevamente durante el resto del proceso.

En la Gráfica 7, se observó que la población de Azoto - bacter apareció casi al final del proceso, cuando la humedad disminuyó y el pH era francamente alcalino (8.5). En esta - etapa el material era ya de color oscuro y su olor semejante a tierra fresca.

Los microorganismos productores de amoníaco (el último - paso en la descomposición de las proteínas) aumentaron rápidamente al inicio de la descomposición (Gráfica 8), descendiendo lentamente conforme se iba degradando la materia orgánica y por consiguiente el material proteico, sin llegar a - desaparecer, su número fue disminuyendo lentamente hasta el final del proceso.

Las Nitrosomonas (Gráfica 9) se encontraron sorprendentemente en gran número al iniciarse la descomposición del -- bancal, para abatirse rápidamente por el resto del tiempo -- del proceso. Quizá este fenómeno se deba a que al principio -- hubo una rápida hidrólisis del material proteico con un aumento del amoníaco liberado, el cual fue aprovechado por estos microorganismos para oxidarlo hasta nitritos (2). Otra -- posibilidad es que su nicho ecológico sea muy diferente al -- que se encontró en el bancal después de irse descomponiendo -- y se hay encontrado al principio que fue cuando las condiciones todavía eran favorables.

Igual cosa sucedió para Nitrobacter (Gráfica 10) que oxida el nitrito producido a nitrato (2). Estos resultados son -- sorprendentes, ya que se pensaba encontrar estos dos grupos -- al final del proceso, cuando la cantidad de materia orgánica -- fuera mínima y que estuviera mineralizada casi totalmente, al mismo tiempo que el pH fuera ya alcalino; como sucede en los -- suelos orgánicos ya formados.

Es muy necesario verificar estos datos con diferentes -- clases de materia orgánica (estiércol, cachaza, pulpa de café, etc.), para poder llegar a conclusiones más acertadas en cuanto al medio ecológico en el que se desarrollan estos microorganismos.

En la Gráfica 11, se observó que el número de microorganismos desnitrificantes aumentó rápidamente al principio y fue disminuyendo lentamente conforme se degradaba la materia orgánica; creemos que esto se deba que al igual que con los microorganismos amonificantes (Gráfica 8) a que su medio ecológico fue el adecuado desde el principio y además los materiales nutritivos que les son de importancia disminuyeron lentamente.

En todas las gráficas se observó que las poblaciones microbianas fueron superiores en las muestras interiores del bancal en relación a las superficiales, y esto concordó con la gráfica de humedad, donde se observó que la humedad fue más constante en esta parte del bancal, ya que la parte superficial estuvo más expuesta a la desecación por el viento y el sol. Esto explica el porqué de los volteos dados al bancal para homogeneizar la descomposición del mismo.

8.- CONCLUSIONES

Discussion

En términos generales se observó que durante la descomposición hubo variaciones en las cantidades de los diferentes microorganismos estudiados durante el proceso y en la población microbiológica del bancal. Se observó un predominio de bacterias al principio, luego de hongos, actinomicetos y, predominaron al final otra vez las bacterias (Gráficas 12 y 13).

Sorprendió la forma en que se desarrollaron las poblaciones de Nitrosomas y Nitrobacter pues se esperaba que el aumento de su población estuviese al final del proceso, debido a que el autor Alexander ha indicado que existen de preferencia en el humus. La temperatura y la precipitación pluvial quizá tuvieron cierta influencia en el desarrollo del proceso, pero hay que confirmarlo.

El enfoque dado a este trabajo y los resultados obtenidos indican que hay que seguir estudiando la descomposición de la materia orgánica de otros orígenes (pulpa de café, estiércol, cachaza, basura de ciudad, desperdicios de diferentes cosechas, etc.), con el objeto de comparar los respecti-

vos resultados y empezar a inferir relaciones de estadios de la descomposición con secuencias de microorganismos y cambios de temperatura y humedad tanto en la materia orgánica como en el medio ambiente.

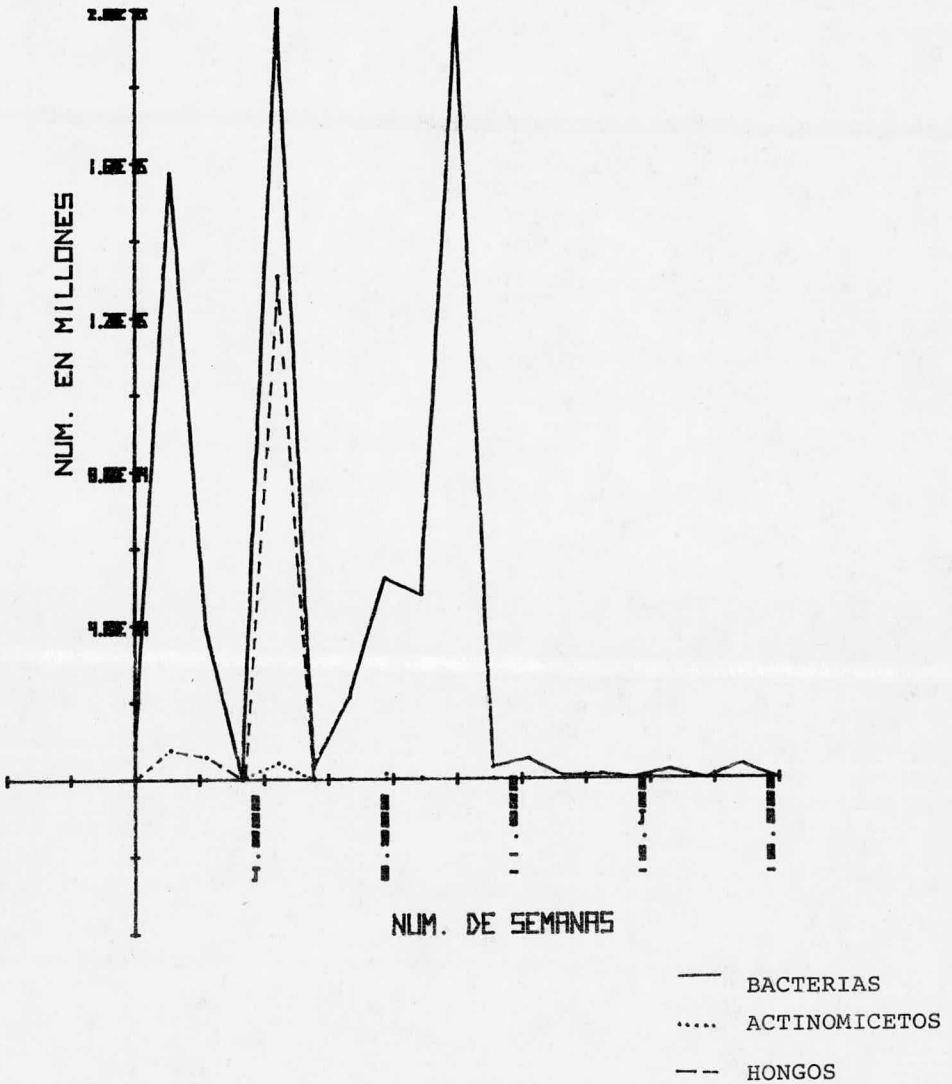
Creemos que esto nos podría dar una información más certera a la larga, sobre el movimiento de los diferentes microorganismos en la descomposición de la materia orgánica en el aire, suelo y agua.

Conociendo ya la variación microbiológica durante todo el proceso de descomposición de la basura o de cierto tipo de desperdicios, otra posibilidad a explorar sería el efecto de los inóculos durante ciertas etapas de este proceso, con el objeto de acelerarlo y así poder tener la composta en un menor tiempo. Así como intentar complementar esta materia orgánica de residuos, con algún otro componente que sea necesario para el desarrollo de cierto tipo de microorganismos. -- Por lo tanto este campo queda abierto para toda aquella persona que se interese en este tipo de procesos.

Para finalizar, diremos que la microbiología ocupa un campo tan extenso que este, el de las basuras en general, no

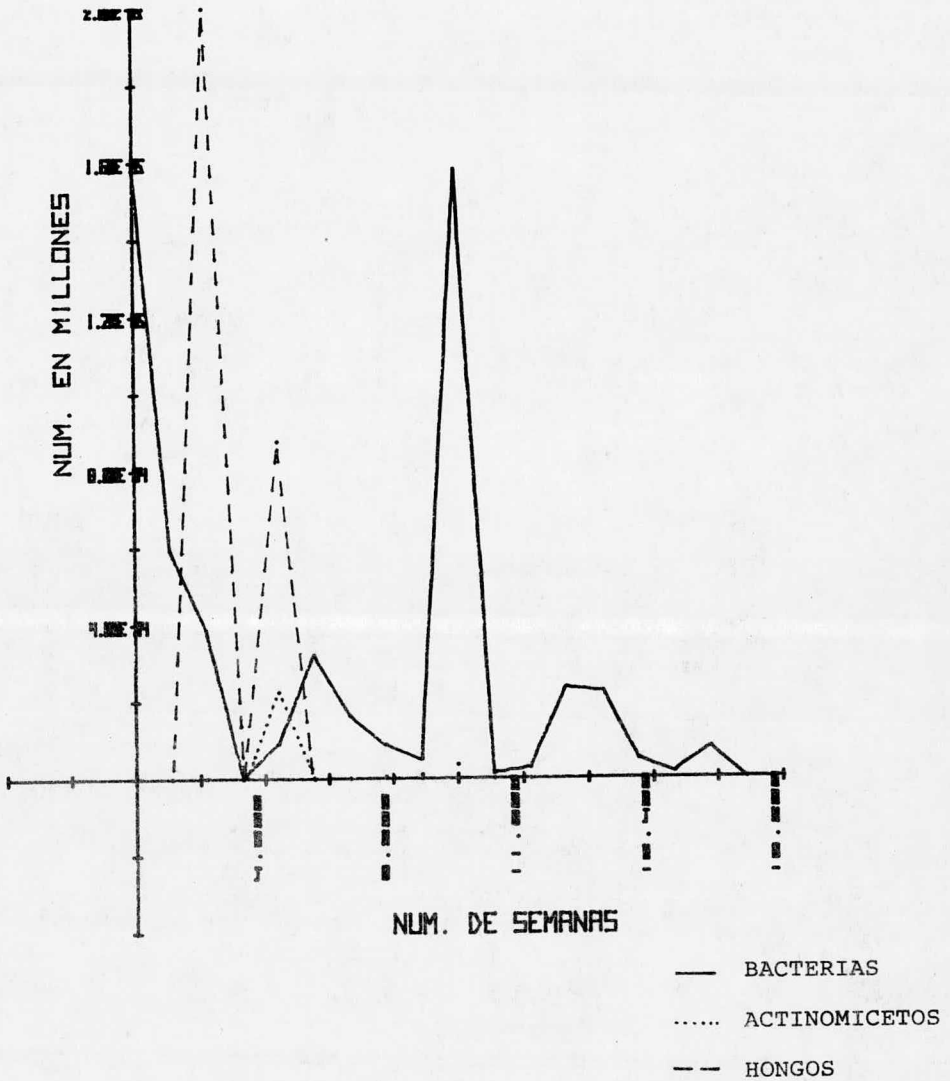
debe quedar sin un estudio más profundo como corresponde a -
esta época en que la contaminación ambiental representa un -
problema muy grande a la comunidad.

GRAFICA 12



GRAFICA 12.- DESARROLLO DE LA POBLACION MICROBIOLOGICA DURANTE EL PROCESO DE DESCOMPOSICION, EN LA PARTE SUPERFICIAL DEL BANCAL.

GRAFICA 13



GRAFICA 13.- DESARROLLO DE LA POBLACION MICROBIOLOGICA DURANTE EL PROCESO DE DESCOMPOSICION, EN LA PARTE CENTRAL DEL BANCAL.

9.- BIBLIOGRAFIA

- 1.- Alexander, M. 1961. "Introduction to Soil Microbiology".
Wiley, New York (EUA).
- 2.- Black, C.A. 1965. "Methods of Soil Analysis" Part 2. Agro
nomy No. 9 (EUA) Am.Soc.Agr.Inc.Pub.
- 3.- Bruckman, H.O. and Brady N.C. 1950. "The Nature and Pro -
perties of Soils". The MacMillan Company, New York (EUA).
- 4.- Burman, N.P. 1961. "Town Waste Put to Use" London, England
ed. Wix P., Cleaver-hume press, page 113 (G.B.)
- 5.- Cooney, D.G. and Emerson R. 1964. "Thermophilic Fungi" San
Francisco (EUA) W.H. Freeman et Co.
- 6.- Cutler, D.W. and Crump, L.M. 1933. "Some Aspects of the Phy
siology of Certain Nitrite-Forming Bacteria". Ann. Applied
Biol., 20: 291.
- 7.- Farkasdi, G. December 1961. Int. Res. Gp on "Refuse Dispo-
sal". Information bull, No. 13-2.
- 8.- Fegus, C.L. 1964. Mycology, 56, 267.
- 9.- Forsyth, W.G.C. and Webley, D.M. 1948. Proc.Soc.Appl.Bact.
3, 34.
- 10.- Frankland, P.F. and G.C.Francland. 1890. "The Nitrifying -
Process and its Specific Ferment". London 181B: 107-128-
Phil.Tran.Roy.Soc.
- 11.- Goldschmidt, V.M. 1954. Geochemistry. Clarendon Press, Ox
ford 730 p.p.

- 12.- Go'ueke,C.G. 1954. et al "Applied Microbiology". 2,45.
- 13.- Gray,K.R., Sherman,K. and Biddleston,A.J. June 1971.
"A Review of Composting", Part 1. Process Biochemistry,
32-36.
- 14.- Gray,W.D. September 30, 1959. Rhodesian Eng.
- 15.- García Lezama,L.F. 1969. Tesis Prof.Fac.deCiencias.UNAM.
- 16.- Klopotek,A von, Antonie Van Leeuwenhoek. 1962. 28,141.
- 17.- Kluyver,A.J. and W.Verhooven. 1954. "Studies on True
Dissimilatory Nitrate Reduction": IV. On "Adaptation
in Micrococcus denitrificans". Antonie Van Leeuwenhoek
20: 337-358.
- 18.- Kononova,M.M. 1966. "Soil Organic Matter". Pergamon Press.
2nd. English ed. Oxford.
- 19.- Marshall,K.C. and M.Alexander. 1961. "Fungi Active in
Heterotrophic Nitrification". Can.J.Microbiol. 7:955-57.
- 20.- "Mushroom Growing". 1960. Maff Boletin No. 34 HMSO. London
- 21.- Pichinoty,F. and L.D'ornano. 1961 "Research on the
Reduction of Nitrous Oxide by Micrococcus denitrificans"
Ann. Inst. Pasteur. 101: 418-426.
- 22.- Pope,S. 1962. et al, Proc. 5o. int. Conf. on "Scientific
Aspects of Mushroom Growing". Philadelphia.
- 23.- Rodriguez,H.C. y Mendoza,H.Y. 1977. Tesis en Fase de re-
dacción.

- ✓ 24.- Salle, A.J. 1967. "Fundamental Principles of Bacteriology"
McGraw-Hill Book Co. 6a. ed.
- 7 10 25.- Sanchez Marroquín, A. 1964 "Microbiología Agrícola". Se-
ries de Apuntes Núm. 3. Chapingo, México.
- 26.- Snell, J.R. Feb. 1957. Proc. ASCE, J. San. Eng. Div. 83 pa-
per 1178.
- 27.- Sphn, E. 1968 (6). "Stadtehygiene"
- ✗ 28.- Waksman, S.A. ~~1952~~ "Soil Microbiology". John Wiley and
Sons., Inc., New York.
- 29.- Waksman, S.A. ~~1926~~ "The Origin and Nature of the Soil
S Organic Matter or Soil Humus: 1 Introductory and Histori-
cal". Soil Science 22: 123-125.
- 30.- Waksman, S.A. 1938. "Humus" 2a. ed. Williams and Wilkins.
Baltimore (EUA).
- 31.- Waksman, S.A. 1939. et al., *ibid.*, 47, 83.
- 32.- Waksman, S.A. and Cordon, T.C. 1939. *ibid.*, 47, 217.
- 33.- Wiley, J.S. 1956. Proc. 110. "Industrial Waste" Conf.
Purdue University, series 91, p. 334.
- ✓ 34.- Wiley, J.S. 1956. Proc. 120. "Industrial Waste". Conf.
Purdue University, series 94, p. 596.
- 35.- Wiley, J.S. and Pearce, Dec. 1955. G.W. Proc. ASCE. J. San.
Eng. Div. 81, paper 846.
- 36.- Yung Chang and Hudson, 1967. H.J. trans. Br. Mycology Soc.
50, 649.

37.- Yung Chang 1967. trans. Br. Mycology Soc., 50, 667.

ESTA TESIS SE IMPRIMO POR COMPUTADORA EN LOS
TALLERES DE TESIS DE GUADALAJARA, S. A.
FRENTE A LA FACULTAD DE MEDICINA
MEDICINA # 25. CIUDAD UNIVERSITARIA.

TELEFONOS: 550-72-57

548-62-15

550-87-43

548-62-29

548-33-44

548-87-46