



Universidad Autónoma de San Luis Potosí

ESCUELA DE CIENCIAS QUIMICAS

**CUANTIFICACION DE NUTRIENTES PRIMARIOS Y SECUNDARIOS
EN EL DETRITO DE HORMIGA ARRIERA Atta mexicana (F. Smith)
Y EN ESTIERCOLES CONVENCIONALES**

TRABAJO RECEPTACIONAL

**QUE PARA OBTENER EL TITULO DE
QUIMICO FARMACOBIOLOGO**

**P R E S E N T A
MARIA EUGENIA SERVIN MONTOYA
ASESOR M.C. JAVIER FORTANELLI MARTINEZ**

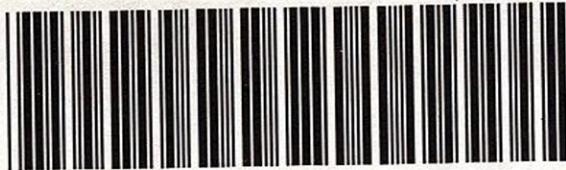
SAN LUIS POTOSI, S.L.P. 1993

T

S639

S4

C.1



1080075698



Universidad Autónoma de San Luis Potosí

ESCUELA DE CIENCIAS QUIMICAS

CUANTIFICACION DE NUTRIENTES PRIMARIOS Y SECUNDARIOS
EN EL DETRITO DE HORMIGA ARRIERA Atta mexicana (F. Smith)
Y EN ESTIERCOLES CONVENCIONALES

TRABAJO RECEPTACIONAL

QUE PARA OBTENER EL TITULO DE
QUIMICO FARMACOBIOLOGO

P R E S E N T A

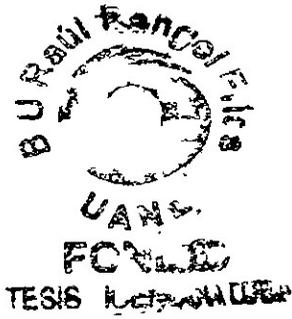
MARIA EUGENIA SERVIN MONTOYA

ASESOR M.C. JAVIER FORTANELLI MARTINEZ

SAN LUIS POTOSI, S.L.P. 1993



T
S
S
639
J



CONTENIDO

	Página
Indice de cuadros	i
Indice de figuras	ii
1. RESUMEN	1
2. INTRODUCCION	2
3. ANTECEDENTES	4
3.1 Génesis del detrito de hormiga arriera. ..	4
3.2 Mineralización y humificación de la materia organica.	9
3.3 La materia orgánica como abono en la agricultura.	16
3.4 Nutrientes primarios y secundarios en los abonos orgánicos.	18
4. MATERIALES Y METODOS	
4.1 Area de estudio.....	25

	Página
4.2 Localización de los vertederos de detrito..	27
4.3 Recolección de las muestras de detrito.....	28
4.4 Recolección de las muestras de estiércol...	28
4.5 Preparación de las muestras.....	29
4.6 Sustancias y aparatos	
4.6.1. Preaparación de reactivos.....	30
4.6.2. Aparatos utilizados.....	35
4.7 Métodos	
4.7.1. Determinación de pH.....	36
4.7.2. Determinación de color.....	38
4.7.3. Determinación de carbono orgánico.....	40
4.7.4. Digestión ácida.....	43
4.7.5. Determinación de nitrógeno total.....	45
4.7.6. Determinación de fósforo total.....	49
4.7.7. Determinación de potasio.....	52
4.7.8. Determinación de calcio.....	55
4.7.9. Determinación de magnesio.....	58

	Página
4.7.10 Análisis estadístico.....	61
5. RESULTADOS Y DISCUSION	
5.1. Análisis de las muestras de detrito.....	70
5.1.1. pH	70
5.1.2. Color	73
5.1.3. Carbono orgánico	75
5.1.4. Nitrógeno total	77
5.1.5. Fósforo	77
5.1.6. Potasio	80
5.1.7. Calcio	82
5.1.8. Magnesio	84
5.2. Diferenciación de vertederos en función de sus valores nutrimentales	86
5.3. Comparación de la calidad nutrimental entre el detrito de hormiga arriera y los estiércoles de cabra y de res	92
6. CONCLUSIONES	94

7. RECOMENDACIONES	95
8. BIBLIOGRAFIA	96
9. APENDICE	101

INDICE DE CUADROS.

		Página
Cuadro No. 1	Promedio de las colonias observadas por gramo de material cultivado.	7
Cuadro No. 2	Valor nutrimental de los abonos orgánicos utilizados comúnmente en Santa María del Río, S.L.P.	22
Cuadro No. 3	Valores nutrimentales medios reportados en porcentaje para los estiércoles de cabra y de res.	24
Cuadro No. 4	Características de los vertederos de detrito de hormiga arriera de Santa María del Río, S.L.P.	64
Cuadro No. 5	Coloración (según la escala de Munsell), pH y carbono orgánico en muestras de detrito de hormiga arriera.	74
Cuadro No. 6	Valores nutrimentales medios obtenidos en las seis clases de vertederos de detrito de hormiga arriera.	88
Cuadro No. 7	Diferencias significativas entre los grupos de vertederos de detrito de hormiga arriera <i>Atta mexicana</i> (F. Smith).	90
Cuadro No. 8	Valores nutrimentales medios de los abonos orgánicos comúnmente utilizados en Santa María del Río, S.L.P.	93

INDICE DE FIGURAS

		Página
Figura No. 1	Proceso de degradación de la materia orgánica.	10
Figura No. 2	Asimilación de los nutrientes por la planta a pH ácidos y alcalinos.	15
Figura No. 3	Acumulación de nutrientes minerales en la superficie y profundidad de suelos de selva, nidos y en vertederos de detrito de hormigas cortadoras de hojas (Atta) en Panamá.	23
Figura No. 4	Distribución de vertederos de detrito en Santsa María del Río, S.L.P.	63
Figura No. 5	Distribución de frecuencias para la determinación de pH.	72
Figura No. 6	Distribución de frecuencias para la determinación de carbono orgánico.	76
Figura No. 7	Distribución de frecuencias para la determinación de nitrógeno total.	78
Figura No. 8	Distribución de frecuencias para la determinación de fósforo.	79
Figura No. 9	Distribución de frecuencias para la determinación de potasio.	81
Figura No. 10	Distribución de frecuencias para la determinación de calcio.	83

Figura No. 11	Distribución de frecuencia para determinación de magnesio.	85
Figura No. 12	Gráfica de distribución de vertederos obtenida a partir del análisis multivariado de elementos realizado en 38 de los vertederos estudiados.	87
Figura No. 13	Patrón de distribución de los vertederos en función de sus valores nutrimentales y con base en la agrupación de estos por el análisis multivariado de elementos.	91



INDICE DEL APENDICE.

9 A	Gráfica de calibración para la determinación de fósforo	102
9 B	Gráfica de calibración para la determinación de potasio	104
9 C	Distribución de vertederos de detrito en cada de las seis clases obtenidas a partir del análisis multivariado de elementos (Rolfh,1992)	106

A G R A D E C I M I E N T O S

Jesus Patiño Bueno

I.A. Leticia Vega Roque

I.A. Esthela Nuñez Pastrana

Dr. Gerardo Montejano Gaytán

I.Q. Rogelio Colunga Reyna

BIOL. Nicolas Vázquez Rosillo

Q.I. Francisco Javier González

Q.I. Enrique Díaz de León Sánchez

Q. María del Socorro Jasso Estino

Q.F.B. Yolanda Gallegos González

Ing. Miguel Alonso Preciado

Q.I. Urbana Ramírez Ochoa

Q.F.B. Bertha I. Juarez Flores

Dr. Jorge Fernando Toro Vázquez

Q.I. Mary Elliot Nollan

Q.F.B. María Blanca Ortiz Saldivar

Q.F.B. María de los Angeles Berastegui M.

Q.F.B. María Imelda Reyes Samirpa

I.Q. María Victoria Gispert Reyes

Q.F.B. Jesus Alvarez Castro

Q.F.B. J. Alberto Serna Martínez

Q.E. María del Carmen Villar Rubio

Q.F.B. Margarita I. Rodríguez Domínguez

M.C. María de los Remedios Pérez Zamora

INSTITUTO DE INVESTIGACION DE ZONAS DESERTICAS
UNIVERSIDAD AUTONOMA DE SAN LUIS POTOSI

CENTRO DE INVESTIGACION Y ESTUDIOS DE POSGRADO
FACULTAD DE CIENCIAS QUIMICAS
UNIVERSIDAD AUTONOMA DE SAN LUIS POTOSI

INDUSTRIAL MINERA MEXICO S.A. de C.V.
PLANTA DE ZINC ELECTROLITICO
LABORATORIO CENTRAL.

ASESOR

M.C. JAVIER FORTANELLI MARTINEZ

SINODALES

Q.F.B. MATILDE CERVANTES CASTILLO

Q.F.B. ANA JULIA MARURI JIMENEZ

DR. CLAUDIA ROMANO MORENO

Doy gracias a Dios por permitirme culminar
mi carrera.

Dedico esta tesis con todo mi amor a mi madre
Clara Montoya Mendoza por el apoyo y cariño que
me brindó durante la realización de mi carrera
y a la memoria de mi padre
Raymundo Servin Loera (QPD).

A mis hermanos

José de Jesús
Juan José
Sanjuana
Salvador

1. RESUMEN

La hormiga "arriera" es considerada como una plaga de los cultivos, debido al intenso forrajeo que realiza en estos para elaborar un adecuado sustrato foliar el cuál es utilizado para el cultivo de hongos que sirven de alimento para las hormigas . Sin embargo, un componente de su sistema productivo, la eliminación de desechos orgánicos (detrito) abre una interesante perspectiva de modificación del concepto que se tiene de este insecto.

Una especie Atta mexicana (F. Smith) depositar el detrigo (sustrato foliar agotado, hongos y hormigas muertas) fuera de su nido. Los horticultores minifundistas de Santa María del Río, San Luis Potosí, recolectan el detrigo para aplicar un puñado, mezclado con el suelo, en cada punto de siembra. El valor fertilizante que ellos le atribuyen al detrigo de la hormiga, equivale al del estiércol de cabra.

El presente trabajo determina la calidad del detrigo en función de sus nutrimentos primarios y secundarios y lo compara con estiércoles de cabra y de res. Los resultados corroboran la afirmación de los campesinos y sientan las bases para la extensión del uso de este abono a regiones con condiciones ecológicas y económicas similares.

2. INTRODUCCION

Los fertilizantes orgánicos derivan de los residuos animales y vegetales y se consideran como una rica fuente de elementos nutritivos que la planta requiere para su desarrollo, por lo que son utilizados ampliamente tanto en los sistemas agrícolas tradicionales como en los modernos.

Los abonos orgánicos varían desde los convencionales como los estiércoles (caprino, ovino, bovino, etc.), composta, abonos verdes (Villanueva, 1977) y los no convencionales como son las aguas negras, residuos orgánicos en descomposición, guanos, lodo de charcas, excrementos humanos, etc. (Tamhane, 1978; Mela, 1966; Flores, 1978).

Dentro de los abonos orgánicos se encuentra también el detrito de hormiga "arriera"; el uso de este abono fue reportado por Fortanelli (1981) cuando caracterizó los cultivos hortícolas minifundistas en Santa María del Río, S.L.P.

El así llamado localmente "estiércol de hormiga" se emplea para fertilizar los almácigos y cajetes en que se siembra la calabacita y jitomate; esta formado de material vegetal fresco, en su mayor parte hojas, el cuál después de ser utilizado por las hormigas es eliminado del hormiguero y acumulado en una de sus salidas. Según los agricultores de Santa María del Río, S.L.P., este abono es del tipo "caliente" (poca humedad y alta concentración de nutrientes) y solo es superado en eficacia y fertilidad por el sirle (estiércol lanar y cabrío) (Fortanelli, 1981).

Sin embargo, a la fecha se carece de información concreta acerca del valor nutrimental de este detrito así como del efecto que ejerce sobre la fertilidad del suelo y de la planta; es por ello que en este trabajo se persigue el siguiente objetivo general

OBJETIVO GENERAL Determinar el valor nutrimental del detrito de hormiga arriera Atta mexicana (F. Smith).

OBJETIVO PARTICULAR La cuantificación de nitrógeno, fósforo, potasio, calcio y magnesio en el detrito de colonias de hormiga arriera Atta mexicana (F. Smith), en muestras de estiércol caprino y en muestras de estiércol bovino, localizadas y utilizadas en la agricultura de Santa María del Río, S.L.P.

El trabajo pretende probar la siguiente hipótesis:

HIPOTESIS: La calidad nutrimental del detrito de hormiga arriera Atta mexicana (F. Smith), expresada en su contenido de nutrimentos primarios y secundarios, es uniforme entre colonias, superior al estiércol bovino es inferior al estiércol caprino.

3. ANTECEDENTES

3.1 GENESIS DEL DETRITO DE HORMIGA ARRIERA

Las hormigas mirmicinas de la tribu Attini son cultivadoras de hongos y dependen de gran medida de ellos para su alimentación en el interior de los hormigueros. (Deloya, 1988). De esta tribu, los géneros *Atta* y *Acromyrmex* se distinguen porque sus especies utilizan, para el cultivo de hongos, exclusivamente material vegetal fresco, en su mayor parte hojas (Wheeler, 1910; Weber, 1966; Quinlan y Cherret, 1979; citados por Deloya, 1988).

El material vegetal que las hormigas recolectan es acarreado hacia cámaras especiales del hormiguero, "huertos de hongos", a fin de convertirlo en el sustrato sobre el cual se cultivará el hongo. (Wilson, 1971). En este proceso las hormigas lamen y cortan el material en trozos pequeños (1-2 mm de diámetro); posteriormente lo mastican añadiéndole saliva y gotitas de líquido anal en la superficie hasta dejarlos húmedos y pulposos. Una vez realizado esto las hormigas insertan fragmentos de micelio en el sustrato (Wilson, 1971), en donde los hongos crecen rápidamente y sus hifas desarrollan unas pequeñas protuberancias de 30 a 50 micras de diámetro en forma de pera llamadas "gonglidias", también conocidas como cabeza de "Kohlrabi" y que sirven de alimento para las hormigas (Wilson, 1971).

Wilson (1971), explicó que la aplicación del líquido anal junto con las actividades de limpieza de las hormigas sobre el material vegetal cosechado parece mejorar la capacidad competitiva de

los hongos simbióticos para excluir otras especies; esto se debe a que el líquido anal de las hormigas compensan las deficiencias metabólicas y nutrimentales del hongo, ya que contiene enzimas proteolíticas así como productos nitrogenados (alantoína, ácido alantoico, amonio y 21 aminoácidos tales como fenilalanina, glicina, triptófano, etc.) a su vez el hongo ayuda indirectamente las hormigas a resolver el problema de su incapacidad para degradar la celulosa.

Martin *et al.* (1961) estudiaron el valor nutrimental del hongo cultivado por *Atta colombica tonsipes* encontrando que más del 50% del peso seco de los hongos esta disponible como nutriente soluble, los porcentajes de los grupos nutrimentales fueron los siguientes: carbohidratos 27%, aminoácidos libres 4.7%, proteínas 13%, lípidos 0.2%. Los carbohidratos consistieron de trealosa, manitol, arabinitol y glucosa.

Al concluir el ciclo de vida del hongo y de su sustrato las hormigas lo echan fuera junto con los hongos esporulantes extraños y hormigas muertas y moribundas, formando montículos de desecho orgánico, es decir, el detrito de hormiga (Wilson, 1971; Deloya, 1988; Haines, 1975, 1978; Mintzer, 1979).

Este detrito es un material rico en materia orgánica (MO), el cuál resulta atractivo para una gran variedad de especies animales principalmente artrópodos que se establecen en él, ya que constituye una importante fuente alimentaria para el ecosistema y de manera especial en las zonas áridas del centro de la República Mexicana, en donde los recursos alimentarios muchas veces son muy limitados (Rojas, 1986, citado por Deloya, 1988). La importancia de los artrópodos como organismos que contribuyen a la descomposición del detrito se

desprende del estudio que realizó Deloya (1988) de los coleópteros lamelicornios asociados a los detritos de hormiga Atta mexicana (F. Smith); en este estudio se revisaron siete depósitos de detrito de donde se obtuvieron 1465 especímenes de las familias *Passalidae*, *Scarabaeidae* y *Melonthidae* que representan a 36 especies. Los habitantes estrictos representan el 49.01% destacando por su abundancia y biomasa Ptichopus angulatus seguido por Onthophagus rufescens, los cuales equivalen al 47.16% del total de los coleópteros lamelicornios en los detritos. Los habitantes facultativos muestran un 47.16% del total de la muestra con diez especies de los géneros *Calomacraspis*, *Cotinis*, *Cinereis* y *Euphoria* y 19 especies de habitantes ocasionales que representan un 3.82%. Sin embargo los agentes principales del proceso de descomposición son los microorganismos.

Craven et al. (1970) realizaron un estudio microbiológico en los huertos de hongos de las hormigas de los géneros *Acromyrmex* y *Atta* así como en depósitos de detrito de hormiga. En este estudio se cuantificaron las colonias de levaduras, hongos filamentosos y bacteria en huertos de hongos, de diferentes edades y estadios, y en depósitos de detrito obteniendo los resultados que se presentan en el cuadro No. 1

Cuadro No. 1 PROMEDIO DE COLONIAS OBSERVADAS POR GRAMO DE MATERIAL CULTIVADO.

MUESTRA	LEVADURAS	HONGOS FILAMENTOSOS	BACTERIAS
<i>Acromyrmex octospinosus</i>			
Huertos nuevos	1.0X10 ⁶	-	-
Huertos viejos	7.2X10 ⁴	-	-
Huertos agotados	1.9X10 ⁷	1.3X10 ⁶	6.0X10 ⁸
Depósitos de detrito	1.4X10 ⁶	7.9X10 ⁶	1.4X10 ⁸
<i>Atta cephalotes</i>			
Huertos nuevos	4.0X10 ⁴	-	4.0X10 ³
Huertos viejos	1.4X10 ⁵	-	5.0X10 ³
Huertos agotados	5.7X10 ⁷	-	6.0X10 ³
Depósitos de detrito	3.2X10 ⁵	1.9X10 ⁶	2.0X10 ⁷

Fuente: Craven *et al.* 1970

En este cuadro se observa que la presencia de hongos filamentosos y de bacterias en los huertos depende de la especie de hormiga que habita el hormiguero, ya que como se observa Acromyrmex octospinosus, no presenta desarrollo de hongos filamentosos ni de bacterias en sus huertos nuevos y viejos, pero sus huertos agotados y su depósito de detrito presentan alto desarrollo de estos organismos.

Para Atta cephalotes se observa que tuvo desarrollo de bacterias en todos los estadios de sus huertos, pero únicamente observó desarrollo para hongos filamentosos en el depósito de detrito.

De igual manera se realizó un análisis microbiológico al detrito de hormiga arriera Atta mexicana (F. Smith) en estudio obteniéndose desarrollo de colonias de Penicillium sp, Aspergillus flavus y Mucor sp así como también se observó desarrollo de bacterias.

La acción de los microorganismos sobre la MO da lugar a la formación de compuestos como son: quelatos, ácidos húmicos y fúlvicos, huminas y amionoácidos de alto y bajo peso molecular (PM), bases púricas y pirimidicas (Aguilera y Lavin; 1972), proteínas de alto y bajo peso molecular, azúcares, grasas y ceras (Aguilera, 1990); tal transformación se lleva acabo durante los procesos de Mineralización y Humificación de la MO.

3.2 MINERALIZACION Y HUMIFICACION DE LA MATERIA ORGANICA.

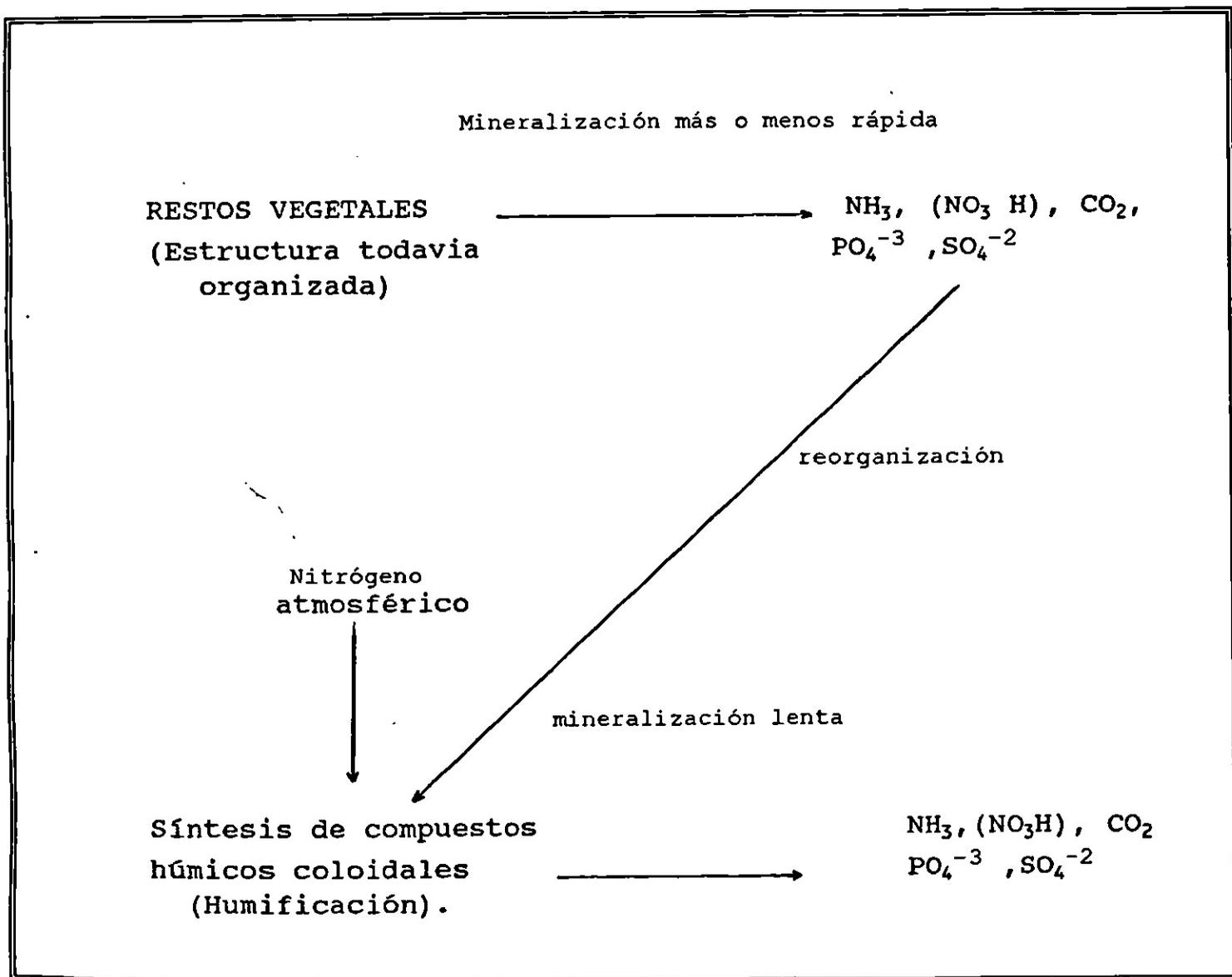
El proceso de la descomposición de la MO involucra a dos subprocesos antagónicos que se verifican simultáneamente, ellos son la Mineralización y la Humificación. Duchaufour (1978) define la Humificación como una combustión incompleta de la MO que no llega a la carbonización, dando lugar a la formación del humus que es un producto más rico en carbono y menos en sustancias inestables de la materia vegetal.

La Mineralización, definida por el mismo autor, es la descomposición o simplificación de los constituyentes de la MO fresca que conduce, la mayoría de las veces a la formación de compuestos solubles y gaseosos, esto se debe a procesos principalmente biológicos efectuados por los organismos del suelo.

El efecto neto de este proceso es la liberación de energía como calor, la formación de dióxido de carbono y agua (Polanco, 1987), producción de nitrógeno como NH_3 , fósforo como PO_4 , azufre como SO_4 (Duchaufour, 1978)

La MO condiciona un ciclo biológico de los elementos nutritivos, esto es, que restituye por medio de sus restos la mayor parte de los elementos fertilizantes que toma del suelo; estos son almacenados en MO fresca en una forma no asimilable pero luego son liberados progresivamente en una forma asimilable mediante el proceso de Mineralización (figura No.1) (Hartman, 1952, citado por Duchaufour, 1978).

Figura No. 1 PROCESO DE DEGRADACION DE LA MATERIA ORGANICA



Fuente: Duchaufour, 1978.

El ritmo del ciclo es variable: es rápido cuando las condiciones son favorables a la actividad biológica ya que la hojarasca compuesta de restos con estructura organizada desaparece muy rápidamente liberando grandes cantidades de elementos nutritivos, de los cuales solo una parte es integrada en la síntesis húmica (Duchaufour, 1978).

Por el contrario, si las circunstancias son desfavorables a la actividad biológica, el ciclo es lento, los procesos de descomposición están frenados y los restos, incompletamente transformados, se acumulan en la superficie del suelo mineral (Duchaufour, 1978). Por otra parte, la velocidad de descomposición de los restos de estructura varía en gran medida en función de la cantidad total de nitrógeno mineral y de dióxido de carbono, así como de la naturaleza de los compuestos húmicos formados (Duchaufour, 1978).

Cuando la MO fresca se incorpora al suelo se observa que un 50 - 70% de su masa desaparece en un intervalo de dos años, en cambio los compuestos húmicos formados se mineralizan lentamente, al ritmo de 1.5 - 2 % por año (Henin y Dupuis, 1945, citado por Duchaufour, 1978).

El proceso de descomposición de la MO esta influenciado por diferentes clases de organismos los cuales estan ligados y gobernados por la naturaleza química de los residuos orgánicos y de las condiciones del suelo. La descomposición depende por lo tanto, de la actividad biológica general del medio, ligada sobre todo al pH y de las condiciones relativas de aerobiosis y anaerobiosis. En medio muy activo y muy aireado , la mineralización de la MO fresca es rápida, la degradación de la celulosa progresa más rápidamente que la de la lignina que se transforma en ácidos húmicos y sobre todo en humina no

extraíble. La proteólisis por amonificación libera nitrógeno mineral del cual queda una parte disponible, siendo integrada la otra parte en los procesos de humificación.

En medio poco activo y medianamente aireado, la mineralización es lenta y libera muy poco nitrógeno mineral. La lignina desaparece en primer lugar por la acción de los lignívoros, liberando monómeros, polifenoles solubles que se suman a los compuestos tánicos. Estos polifenoles forman con las proteínas complejos muy resistentes a la acción microbiana produciendo complejos de polifenol-proteína, los cuales provocan retraso en la descomposición de tejidos vivos (Handely, 1954, citado por Duchaufour, 1978).

La anaerobiosis permanente retarda el conjunto del proceso de Mineralización, sobre todo el de la lignina de forma que la MO descompuesta en forma incompleta se acumula. (Duchaufour, 1978).

Las alternancias microclimáticas (temperatura y humedad), influyen en el proceso de la descomposición de la MO, debido a que favorece el crecimiento y desarrollo de los microorganismos encargados de la descomposición de la MO (Duchaufour, 1978; Skinner, 1986, citado por Benedicto, 1989).

De estas alternancias el contenido de humedad se considera como el principal controlador de descomposición de la MO y de la producción de biomasa en el suelo. Duchaufour (1978), explicó que la rápida descomposición de la MO esta condicionada por una temperatura elevada y una humedad suficiente pero no excesiva de forma que la aireación permanezca favorable.

Los procesos de amonificación, nitrificación y fijación de nitrógeno se dan al máximo cerca del 60% de humedad aprovechable (Benedicto, 1989).

Birch (1960), citado por Polanco (1987), encontró que la desecación del suelo provoca una mineralización más rápida del carbono que la del nitrógeno, lo cual resulta en una reducción de la relación CARBONO/NITROGENO.

Mela (1963), explicó que un porcentaje extremo de humedad crea condiciones desfavorables para la descomposición de la MO, ya que al acumularse la masa vegetal da lugar a un pH bajo, el cual imposibilita la vida microbiana.

La temperatura afecta directamente la descomposición de la MO ya que influye en las actividades biológicas de los microorganismos encargados de este proceso, debido a que solo se desarrollan en determinados límites de temperatura (generalmente entre 30-35 grados centígrados), por lo que si este se modifica, los microorganismos descomponen muy lentamente la MO (Mela, 1963; Polanco, 1987).

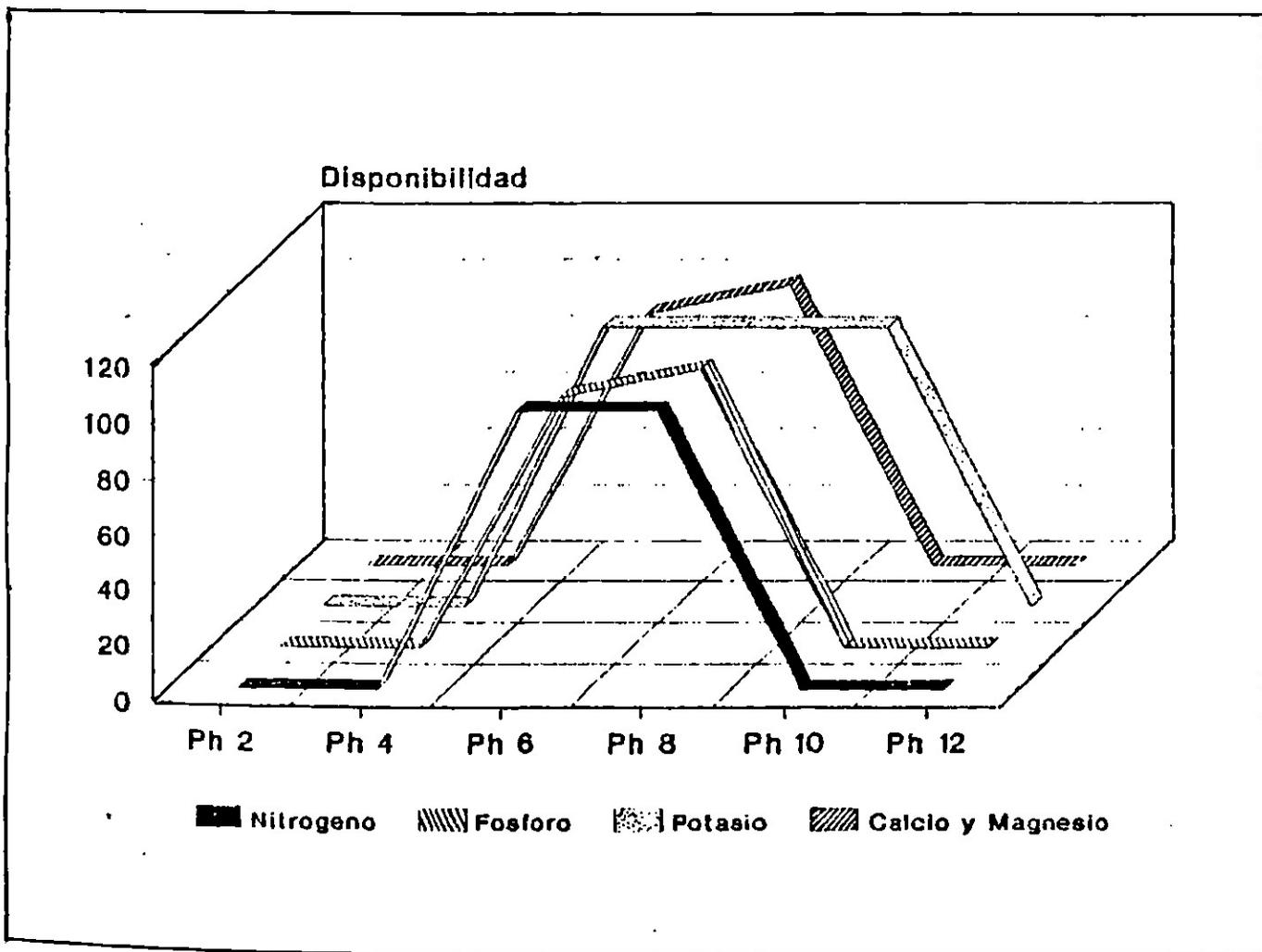
Según Tisdale y Nelson (1988), la temperatura puede cambiar el pH del suelo debido al efecto que ejerce sobre los microorganismos encargados de la descomposición de la MO, ya que por la actividad microbiana se libera CO_2 el cual se combina con el agua para formar ácido carbónico (H_2CO_3) y otros ácidos.

El pH afecta determinados procesos y reacciones en el suelo y las alteraciones de aquel influyen en la disponibilidad de la mayoría de los elementos nutritivos para los microorganismos encargados de este proceso. A pH ácido el hierro, el manganeso y el aluminio pueden alcanzar niveles tóxicos para algunos de los microorganismos

responsables de la descomposición de los residuos orgánicos incorporados al suelo. mismo, bajo condiciones de acidez extrema es probable la aparición de una deficiencia de molibdeno y que el fósforo se torne insoluble, al formar este último compuestos con el hierro y el aluminio; ambas circunstancias inhiben el crecimiento microbiano dando por resultado una mineralización lenta. En medio poco ácido se favorecen los procesos de degradación de la MO, por otro lado, a pH alcalino, el fósforo precipita como fosfato insoluble de calcio, el hierro, el manganeso, el zinc, y el cobre, se tornan menos disponibles y se incrementa la pérdida de nitrógeno por volatilización de este en forma de amoníaco. (Polanco, 1978).

El efecto del pH sobre la asimilación de los nutrientes por la planta según Villanueva (1987), se observa en la figura No. 2 en donde se puede apreciar que los nutrientes primarios que la planta requiere para su desarrollo se asimilan en mayor proporción a pH entre 6 a 8.

Figura No. 2 ASIMILACION DE LOS NUTRIENTES POR LA PLANTA A PH ACIDOS Y ALCALINOS.



* Disponibilidad equivale al aprovechamiento del nutriente por la planta.

3.3. LA MATERIA ORGANICA COMO ABONO EN LA AGRICULTURA.

En el suelo la función de la MO es directa e indirecta: es directa cuando esta relacionada con la provisión de nutrientes a la planta por medio del proceso de descomposición o mineralización. Es indirecta cuando esta asociada con su efecto sobre las propiedades fisicoquímicas del suelo, principalmente a través del humus. (Villanueva, 1987).

La MO ayuda al suelo a retener mejor el agua, estabiliza la estructura, reduce las pérdidas debidas a la; erosión eólica, mantiene constante la temperatura, evita la excesiva evaporación, incrementa la capacidad de intercambio catiónico, actúa como reguladora del pH y sus productos de degradación (ácidos orgánicos y bicarbonatos HCO^{-3}), disuelve minerales y los hace accesibles para el desarrollo de las plantas (Villanueva, 1987).

En la actualidad algunas de las variedades de la MO que comunmente se emplean como abonos orgánicos son los estiércoles, los cuales consisten en residuos de plantas semidigeridas por la flora microbiana del tracto digestivo de los rumiantes monogástricos; estos contienen todos los nutrimentos que requieren las plantas para su desarrollo, por los que se consideran como una rica fuente balanceada de elementos minerales, los cuales se van liberando paulatinamente en el suelo y son aprovechados por las plantas (Duchaufour, 1978).

Existe otro tipo de abonos que no son muy utilizados, dentro de ellos se pueden mencionar a: Las aguas negras, residuos orgánicos en descomposición. En esta categoría también se puede incluir al

"detrimento de hormiga". De estos abonos los que específicamente se emplean en Santa María del Río, S.L.P., son el detrimento de hormiga, el estiércol bovino y el estiércol caprino de los cuales se tienen algunas referencias con las siguientes características: El detrimento de hormiga arriera, Fortanelli, (1981) y el estiércol de cabra, Villanueva (1977), se consideran como abonos del tipo "caliente" (debido a que contienen poca humedad), característica que favorece una adecuada emergencia y crecimiento de la plántula (Fortanelli, 1981), en cambio el estiércol bovino es considerado como un abono del tipo frío debido a que es acuoso y de más difícil fermentación (Villanueva, 1977). En la región de Santa María del Río, S.L.P., los estiércoles caprino y bovino se emplean para la producción de hortalizas; se aplican durante la preparación del terreno, antes de la última arada (excepto en el cultivo de ajo donde se aplica postsiembra) distribuyéndolos en pequeños montículos uniformemente distribuidos sobre el terreno, se esparcen a paladas hasta formar una capa de 1-2 cm de espesor, después se incorporan al suelo con una o más aradas.

El detrimento de hormiga arriera se aplica en cada punto de siembra en donde se abre un orificio de aproximadamente 20 cm de diámetro por 30 cm de profundidad, en dicho orificio se colocan aproximadamente 300 g del detrimento (una palada) y se mezcla con el suelo extraído, inmediatamente después se riega y se coloca la semilla. La calabacita (Curcubita pepo L.), es el cultivo en el que se utiliza preferentemente este abono. (Fortanelli, 1981, 1992 comunicación personal).

3.4 NUTRIENTES PRIMARIOS Y SECUNDARIOS EN LOS ABONOS ORGANICO

Dentro de los elementos nutritivos que la planta toma del suelo para su desarrollo, los que se consideran de mayor importancia son el nitrógeno, potasio y fósforo (que son los elementos primarios) y el calcio, magnesio y azufre (que son los elementos secundarios), ya que además de nutrir a la planta pueden tener efectos en la corrección biológica y química del suelo o del medio de cultivo. (Villanueva, 1977).

El Nitrógeno (N), es el elemento más importante en el uso de los estercoles y su disponibilidad depende de las características del material, del suelo, del clima y de los factores de manejo. Las plantas lo absorben como NO_3^- y NH_4^+ y sus funciones en ellas son las siguientes: Imparte el color verde intenso a las plantas, fomenta el crecimiento rápido, aumenta la producción de hojas, aumenta el contenido proteico en los cultivos de alimentos y forrajes, y alimenta a los microorganismos del suelo durante la descomposición de los materiales orgánicos con escaso nitrógeno. Su administración desbalanceada puede retardar la floración y la fructificación; su deficiencia provoca un amarillamiento de las hojas y un crecimiento lento (Villanueva, 1977); National Plant Food Institute, 1980; Pratt, 1982).

El potasio (K) es absorbido por las raíces en forma de ion K^+ por medio de difusión activa y pasiva, el potasio no es un constituyente de los tejidos estructurales de la planta, por lo que se presenta como una sal inorgánica; es esencial para la producción y

Traslado de los carbohidratos en la planta y necesario en el proceso metabólico del nitrógeno.

Su insuficiencia afecta notoriamente a las siguientes plantas y productos:

a). Gramíneas. pierden la rigidez de las cañas y se escaman fácilmente.

b). Frutas y legumbres. tienen poco desarrollo, se deforman, se decoloran y se pudren rápido bajo almacenamiento.

c). Granos. generalmente tienen muy delgada la cutícula. (Villanueva, 1977).

Los síntomas de deficiencia se presentan primero y con mayor intensidad en las partes viejas de la planta, en donde se observa un secado en los márgenes de las hojas.

El fósforo (P) de los estiércoles es mucho menos soluble que el potasio; cerca de un 30% de su totalidad se encuentra en la forma orgánica formando parte de varios compuestos de la MO como en los fosfolípidos, los ácidos nucleicos y fosfatos de inositol (Villanueva, 1977; Tisdale y Nelson, 1988). Aproximadamente un 25 % es soluble en agua y un 45 % se encuentra en formas solubles inorgánicas y su cantidad depende del grado de acidez o alcalinidad del suelo. (Pratt, 1982). Su disponibilidad depende del pH, de la cantidad de oxígeno, de la humedad y de la temperatura del suelo, así como del período vegetativo de la planta y del volumen total de suelo ocupado por las raíces. (Villanueva, 1977).

La fertilización fosfórica tiende a contrabalancear la fertilización nitrogenada, acelera la maduración de la planta, mejora la calidad de algunos frutos, legumbres, cereales y forrajes, y

proporciona vigor para el invierno a los granos sembrados en el otoño y a los cultivos de heno (Villanueva, 1977; N.P.F.I., 1980).

El calcio (Ca) es absorbido por las plantas en forma de ion Ca^{++} principalmente de la solución del suelo y en menor grado por el intercambio de contacto (Villanueva, 1977). Su disponibilidad en las plantas depende de la cantidad de calcio presente del grado de saturación del complejo de intercambio, tipo de coloide del suelo, y de la naturaleza de los iones complementarios absorbidos por la arcilla. Entre sus funciones se pueden citar: Activación de la temprana formación y el crecimiento de las raicillas, mejora el vigor general de la planta, facilita el mejoramiento de la estructura de la tierra, neutraliza los tóxicos producidos en la planta, estimula la formación de semilla y grano, aumenta el contenido de calcio en los alimentos y forrajes, y en determinados formas, rectifica la acidez del suelo. (Villanueva, 1977; N.P.F.I., 1980), su deficiencia provoca un crecimiento radical reducido, podredumbre de la raíz, hojas necrosadas arrugadas y enrolladas y en casos avanzados la planta muestra decaimiento general y muerte.

El magnesio (Mg) es absorbido por la planta en forma de ion Mg^{++} principalmente de la solución del suelo y posiblemente a través del intercambio de contacto. Su disponibilidad depende de la cantidad de magnesio presente, del grado de saturación con magnesio, de la naturaleza de otros iones intercambiables y del tipo de arcilla. (Villanueva, 1977). El magnesio en la planta realiza importantes funciones: forma parte de la clorofila por lo que es esencial para la fotosíntesis, es activador del sistema de enzimas, moviliza los carbohidratos de las hojas al tallo, se acumula en las semillas,

actúa como transportador de fósforo en la planta, y en cierta forma corrige la acidez del suelo (Villanueva, 1977; N.P.F.I., 1980).

Su deficiencia se presenta principalmente en las hojas y en tejidos viejos ya que el magnesio se considera como un elemento móvil; el primer síntoma evidente es la clorosis, aparición de manchas amarillentas que pueden unirse formando fajas a lo largo de las márgenes de la hoja, que se tornan rojizas; y sus frutos producidos son generalmente menores que los normales (Villanueva, 1977).

Con base en el análisis de cuatro muestras de detrito en la consulta bibliográfica, Fortanelli (1981), comparó sus valores nutrimentales (cuadro No. 2); con base en dicha comparación se pueden hacer las siguientes observaciones sobre el estiércol de hormiga:

- a). Su contenido de nitrógeno es inferior al estiércol caprino superior al estiércol bovino.
- b). Relativamente tiene un alto contenido de potasio y un bajo nivel de fósforo
- c). Su contenido de calcio es similar al de los estiércoles caprino y bovino.

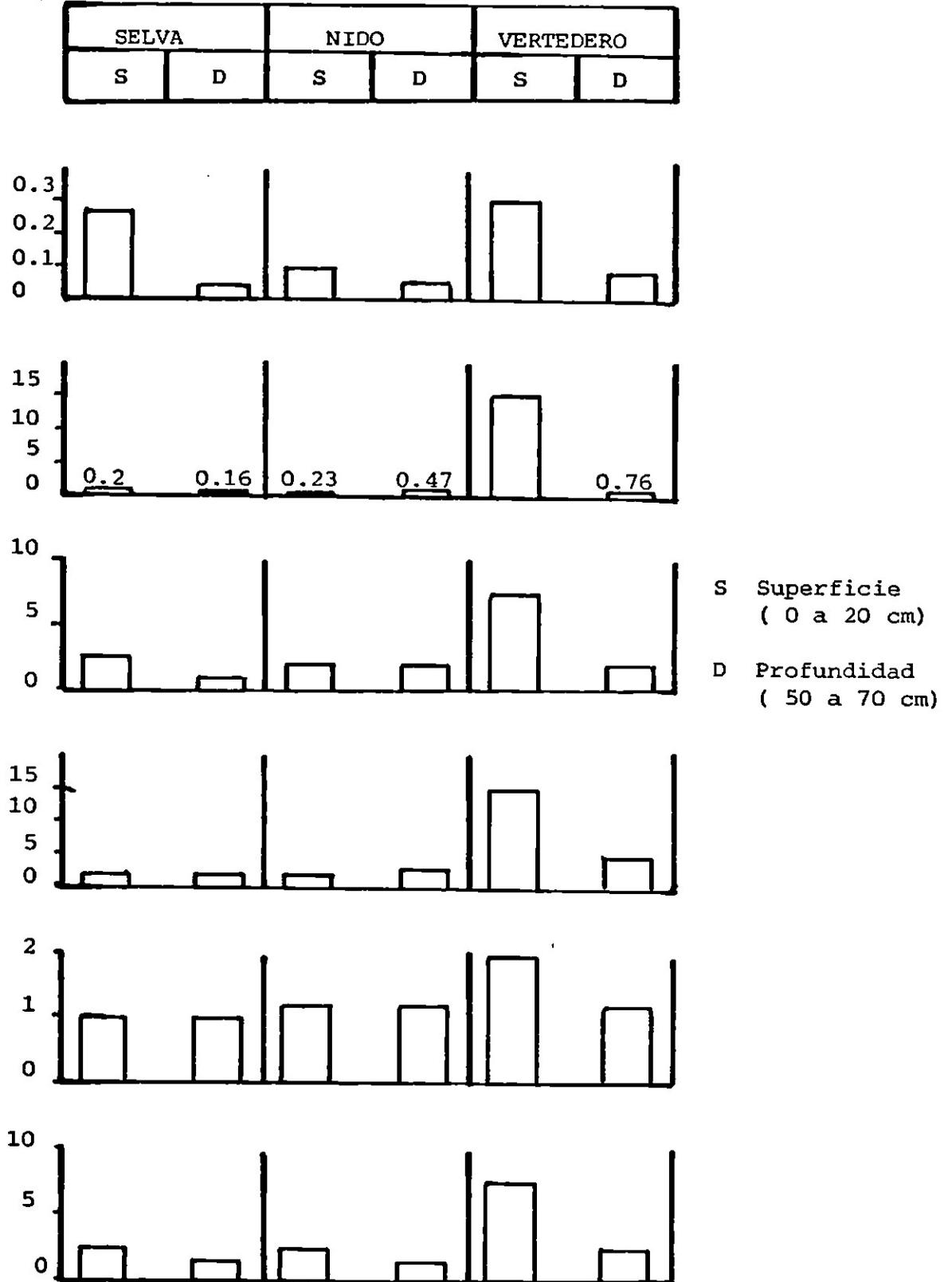
Cuadro No.2 VALOR NUTRIMENTAL DE LOS ABONOS ORGANICOS UTILIZADOS CUMUNMENTE EN SANTA MARIA DEL RIO, S.L.P.

TIPO DE ABONO	NT(%)	P(%)	K(%)	Ca(%)	Mg(%)
Detrito de hormiga	0.62	0.04	1.49	0.35	0.11
Estiércol caprino	0.86	0.45	0.80	0.30	--
Estiércol bovino	0.53	0.13	0.43	0.30	--

En 1975, Haines realizó un estudio acerca de como se acumulaban los nutrientes minerales en suelos de selva, nido y en los vertederos del detrito de hormigas cortadoras de hojas del género Atta en Panamá, los resultados se presentan en la figura No. 3.

Tales resultados muestran que: el nitrógeno total, fósforo, potasio, calcio y magnesio se presentan en mayor proporción en el vertedero de detrito.

Figura No. 3 ACUMULACION DE NUTRIENTES MINERALES EN LA SUPERFICIE Y PROFUNDIDAD DE SUELOS DE SELVA, NIDOS Y EN VERTEDEROS DE DETRITO DE HORMIGAS CORTADORAS DE HOJAS (Atta) EN PANAMA.



En el cuadro No. 3 se muestran en por ciento los valores nutrimentales reportados por diversos autores para los estiércoles de cabra y de res.

Cuadro No.3 VALORES NUTRIMENTALES REPORTADOS EN PORCIENTO PARA LOS ESTIERCOLES DE CABRA Y DE RES.

REFERENCIA /		D E T E R M I N A C I O N					
NT	P	K	Ca	Mg	CO	PH	
1* 2.0	0.52	2.39	1.03	2.67	29.43	8.0	
2* 0.60	0.30	0.15	0.11	-	-	-	
**0.30	0.17	0.10	0.10	-	-	-	
3* 0.60	0.11	0.05	-	-	-	-	
a 4.90	1.60	4.0	-	-	-	-	
4* 0.67	0.21	0.63	-	-	-	-	
**0.50	0.36	0.73	-	-	-	-	
5**1.68	0.44	1.69	1.18	0.46	-	8.4	

- * Estiércol de cabra
- ** Estiércol de res
- 1 Vargas 1977
- 2 Villanueva 1977
- 3 Pratt 1982
- 4 Cruz 1986
- 5 1987

Allen et al (1974) reportó para el análisis de material vegetal fresco los siguientes porcentajes de elementos nutrimentales y de carbono orgánico: NT 1.0 - 3.0 %, P 0.05 - 0.3 %, K 0.5 - 3.0%, Ca 0.3 - 2.5 %, Mg 0.1 - 0.0 %, y de CO 43 - 47 %.

4.0. MATERIALES Y METODOS

4.1 AREA DE ESTUDIO

Se eligió la comunidad de Fracción de Sánchez, municipio de Santa María del Río, S.L.P., en virtud de haberse detectado allí, por trabajos previos (Fortanelli, 1981), el uso intenso del detrito de hormiga en el abonamiento de hortalizas.

Fracción de Sánchez está ubicada a los 21° 47' de Latitud Norte y a los 100° 42' de Longitud Oeste, a una altura de 1700 (metros sobre el nivel del mar).

Pertenece a la región de Serranías Meridionales (Redowsky, 1965), geoforma de cañada rodeada de cerros formados por material ígeno extrusivo ácido (piedra de río). La cañada es drenada por el Río Santa María; en sus márgenes se ha acumulado suelo aluvial (Fluvisol), el cual es utilizado para el cultivo de maíz, frijol, hortalizas y frutales bajo irrigación. La vegetación de las laderas es de pastizal natural asociado con cardonal y material espinoso.

Los sistemas agrícolas son minifundistas de tipo mixto; en ellos se combina la producción hortofrutícola para el mercado con la producción de maíz y frijol para el autoconsumo. Los principales cultivos hortícolas son: el ajo, la calabacita, el jitomate, el chile y la cebolla; los frutales más importantes son el nogal, el granado, el membrillo y el manzano, por lo general los frutales son establecidos en los linderos de las parcelas.

El patrón de cultivo es de naturaleza intensiva, pues gracias al agua de riego se puede disponer de la humedad suficiente para obtener por lo menos dos cosechas por año. Por otra parte el espacio de la parcela suele ser ocupado simultáneamente por más de dos cultivos.

Las técnicas agrícolas combinan elementos modernos y tradicionales, de los primeros se puede mencionar el uso de genotipos hortícolas mejorados, fertilizantes químicos, pesticidas y motores de bombeo; de los segundos se sigue practicando el uso del arado egipcio y de semillas criollas de maíz y frijol, así como de la elevación del agua con bimbalete, el cultivo en terrazas, el uso de cercas vivas, la inundación intencional de las parcelas, la adición de arenas o limos para la corrección de texturas, el uso de abrigos (tapaderas) para protección contra heladas y el uso de abono de hormiga arriera (Fortanelli, 1981).

RECOLECCION DE LAS MUESTRAS DE DETRITO.

4.2. LOCALIZACION DE VERTEDEROS DE DETRITO.

Se supuso que cada vertedero de detrito correspondía a una colonia diferente por lo tanto, la localización de vertederos se equiparó con la ubicación de colonias.

Para facilitar el trabajo de localización se pidió la ayuda de un recolector de detrito y de un pastor, cuando no se contó con su auxilio, las colonias se ubicaron siguiendo los senderos de las obras forrajeras.

Para cada vertedero se registró la ubicación tomando como punto de referencia cerros, arroyos, presas, caminos, cercas, etc. y elementos singulares como árboles, rocas, etc. Se registró la altitud, la exposición y las características peculiares de cada vertedero.

4.3. RECOLECCION DE LAS MUESTRAS DE DETRITO.

El área explorada fué la margen Noreste de la cañada, y los cerros de Picacho, La Sierrita, Sánchez, La Presa y la Guayaba, con una superficie de aproximadamente 4 Km².

4.3. RECOLECCION DE LAS MUESTRAS DE DETRITO.

En cada vertedero se colectó aproximadamente de 0.5 a 1 Kg de material fresco. Se observó que este se acumulaba en la salida del vertedero, en tanto que el material más antiguo (más humificado) se encontraba en las capas inferiores y en la superficie de las pilas del detrito. En dos colonias se colectó adicionalmente una muestra de material más humificado. En total se obtuvieron 41 muestras.

Por otra parte, y con el fin de tener puntos de referencia comparativos, se colectaron muestras en Villa de Pozos, S.L.P. y se obtuvo una muestra de vertedero de Tepic, Nayarit, donada por el Ing. Francisco Javier Gonzalez Reyes.

4.4. RECOLECCION DE LAS MUESTRAS DE ESTIERCOL.

En la misma localidad se colectaron ocho muestras de estiércol de cabra y ocho muestras de estiércol de res, con diferentes agricultores cooperantes. La recolección se hizo directamente en los corrales y estercoleros. El tamaño de la muestra se estimó a partir de los datos reportados por Pratt (1982) para estos tipos de estiércol, definiendo la confiabilidad del 95 % y un error del 5 %.

4.5. PREPARACION DE LAS MUESTRAS.

Una vez recolectadas las muestras, estas se llevaron al laboratorio y se trataron de la siguiente manera: primeramente fueron secadas al aire, durante 15 días; una vez secas, se sometieron a un proceso de limpieza, pasando las muestras por un tamiz del no. 28 (0.5 mm) para eliminar el suelo, piedras y terrones, material vegetal ajeno a la muestra y deshacer los agregados de la muestra. Por último se colocaron en frascos de vidrio previamente etiquetados.

Cada muestra se homogeneizó y de ellas se tomó una cantidad representativa (aproximadamente 20 g), ésta se molió en un mortero de porcelana y se pasó por un tamiz del no. 27 (0.4 mm). Esta muestra se utilizó para la determinación de nitrógeno total, así como para la digestión ácida (peróxido de hidrógeno-ácido sulfúrico) de donde posteriormente se realizaron las determinaciones de potasio, fósforo, calcio y magnesio.

Para la determinación de carbono orgánico, se tomó una cantidad representativa del total de la muestra, se molió en un mortero de porcelana y se pasó por un tamiz no. 100 y de ahí se pesó la cantidad requerida para dicha determinación.

4.6. SUSTANCIAS Y APARATOS

4.6.1. PREPARACION DE REACTIVOS

Todas las soluciones se prepararon a partir de sustancias con alto grado de pureza usando agua destilada.

*Solución buffer pH 7

1 volumen de solución buffer concentrada y 24 volúmenes de agua destilada.

*Solución 1 N de dicromato de potasio ($K_2Cr_2O_7$)

Disolver 49.04g de dicromato de potasio en agua destilada y aforar a un litro.

*Indicador sulfato ferroso de orto-fenantrolina (0.025 M)
 $Fe(C_{12}H_8N_2)_3SO_4$ Se disuelven 14.85g de sulfato ferroso heptahidratado ($FeSO_4 \cdot 7H_2O$) aproximadamente 400 ml de agua destilada, se añaden 15 ml de ácido sulfúrico concentrado y se enfría, se afora a un litro. El Hierro de esta solución se oxida lentamente, cuando se expone al aire, por lo que deberá titularse con dicromato de potasio diariamente.

*Solución de ácido sulfúrico-nitrato de plata ($H_2SO_4-AgNO_3$).
Disolver 25g de nitrato de plata en 1 litro de ácido sulfúrico concentrado.

*Solución sosa-tiosulfato. ($NaOH-Na_2S_2O_3 \cdot 5H_2O$)
Disolver 60 g de hidróxido de sodio y 5 g de tiosulfato de sodio en agua destilada y aforar a 100 ml.

*Indicador rojo de metilo-azul de metileno.
Disolver 0.1 g de azul de metileno en 100 ml. de agua destilada y mezclarlo con dos volúmenes de solución alcohólica de rojo de metilo al 0.2 % (previamente filtrada).

*Catalizador.
Mezclar 2 g de sulfato de potasio con 40 mg de óxido de mercurio ($K_2SO_4 - HgO$).

*Acido clorhídrico 0.1 N.
Diluir 8.33 ml de ácido clorhídrico concentrado en agua destilada y aforar a un litro.

$$N_{HCl \text{ conc.}} = 12 \text{ N}$$

$$V_{HCl \text{ conc.}} = (0.1 \text{ N}) (1000 \text{ ml}) / 12 \text{ N} = 8.33 \text{ ml.}$$

*Solución saturada de ácido bórico (H_3BO_3)

Agregar a un litro de agua destilada ácido bórico hasta saturación.

*Reactivo para la digestión ácida.

Añadir 350 ml de ácido sulfúrico concentrado (H_2SO_4) a 0.42 g de selenio (Se^0) y 14 g de sulfato de litio (Li_2SO_4) en un matraz de calentamiento de un litro, disolver lo más posible añadiendo poco a poco 420 ml. de peróxido de hidrógeno H_2O_2 (con enfriamiento adecuado, ya que en esta etapa se genera una cantidad considerable de calor). El reactivo es utilizable por varias semanas si se almacena apenas por encima de los $0^\circ C$.

*Estándares de potasio.

Disolver 1.9068 g de KCl en agua destilada y aforarlo a un litro.

*Estándares de fósforo.

Solución patrón (1 ml. equivale a 0.1 mg de P).

Disolver 0.4393 g de fosfato ácido de potasio (KH_2PO_4) en agua destilada y diluir a un litro.

*Reactivo de molibdato de amonio-ácido sulfúrico [$(NH_4)_2 MoO_4$] Disolver 25 g de molibdato de amonio en

aproximadamente 200 ml de agua destilada, en un vaso de precipitado. Calentar ligeramente para disolver. Adicionar cuidadosamente (mezclando y enfriando), 280 ml de ácido sulfúrico concentrado, en aproximadamente 400 ml de agua destilada.

Filtrar la solución de molibdato hacia la mezcla ácida, mezclar completamente y llevarla a un litro cuando se enfríe. Almacenar en la oscuridad.

***Reactivo de cloruro estanoso.**

Disolver 0.5 g de cloruro estanoso dihidratado ($\text{SnCl}_2 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$) en 250 ml de ácido clorhídrico al 2 % (2 ml de ácido clorhídrico concentrado aforados a 100 ml con agua destilada). Prepararlo inmediatamente antes de su uso.

***Hidróxido de sodio solución aproximadamente 4 N.**

Disolver 160 g de hidróxido en un litro de agua destilada. (40 g de NaOH aforados a un litro equivalen a una solución de hidróxido de sodio 1 N).

***Indicador de purpurato de amonio.**

Se mezclan perfectamente 0.5 g de purpurato de amonio con 100 g sulfato de potasio en polvo.

*Solución estándar de cloruro de calcio 0.01 N.

(CaCl₂). Disolver 0.5 g de carbonato de calcio puro en 10 ml de ácido clorhídrico aproximadamente 3 N y aforar exactamente a un litro.

*Solución de ácido clorhídrico aproximadamente 3 N.

Diluir 25 ml de ácido clorhídrico concentrado en agua y aforar a un litro. $N_{\text{HCl conc.}} = 12N$

$$V_{\text{HCl conc.}} = (3 N)(1000 \text{ ml}) / 12 N = 25 \text{ ml}$$

*Solución de EDTA aproximadamente 0.01 N

Se disuelven 2.0g de sal sódica de etilendiaminotetracético y 0.05 g de cloruro de magnesio con seis moléculas de agua de cristalización, en agua destilada, se afora a un litro. Se estandariza la solución con solución estándar de cloruro de calcio 0.01 N.

*Solución amortiguadora de cloruro de amonio(NH₄Cl). Disolver 67.5 g de cloruro de amonio en 570 ml de hidróxido de amonio concentrado y se afora a un litro.

*Indicador eriocromo negro T.

Se disuelven 0.5 g de eriocromo T y 4.5 g del hidróxicloruro de hidroxilamina en 100 ml de etanol al 95 %.

4.6.2. APARATOS UTILIZADOS.

*Potenciometro Beckman Zeromatic SS-3 Modelo 96.

*Aparato digestor y destilador Labconco Rapid Kjeldahl Sistem.
Rapid Still II.

*Balanza Analítica Mettler H 34.

*Balanza Analítica Mettler AJ 100.

*Flame Photometer Evans Electroselenium LTD.

*Fotocolorímetro Klett-Summerson Modelo 900-3.

4.7. METODOS

4.7.1. DETERMINACION DE pH ¹

El pH se determinó por el método electrométrico, utilizando un potenciometro Beckman Zeromatic SS-3. Las lecturas se realizaron en una suspensión acuosa (detrito-agua) con una relación de 1:10.

MATERIAL Y EQUIPO

Balanza granataria con sensibilidad de 0.1 g

Potenciometro Beckman Zeromatic SS-3

Electrodo indicador, de vidrio

Electordo indicador, de calomel

Vasos de precipitado de 200 ml

Varillas de vidrio para agitar

Termómetro (100° C)

REACTIVOS

Solución Buffer pH 7

PROCEDIMIENTO

Pesar 10.0 g de muestra y colocarlos en un vaso de precipitado de 200 ml, añadir 100 ml de agua destilada y dejar en reposo durante una hora, agitando tres o cuatro veces durante este período.

leer el pH de la suspensión acuosa con agitación previa.

OBSERVACIONES

El equilibrio de las presiones del CO_2 de la atmósfera puede lograrse agitando energicamente la suspensión durante 5 minutos y dejándola reposar 20 segundos.

4.7.2. DETERMINACION DE COLOR ²

La determinación de color en las muestras de detrito se realizó por comparación con una carta de colores estándar (Munsell, color, Co. Inc., 1954).

MATERIAL Y EQUIPO:

Carta Munsell

Placa de porcelana con cavidades para pruebas a la gota (cucharilla de 5 ml).

Espátula de hoja angosta

Frasco gotero de 25 ml

PROCEDIMIENTO:

A partir de la muestra preparada para la determinación de carbono orgánico se realizó lo siguiente:

a). Se coloca la muestra de detrito en una cavidad de la placa de porcelana procurando que la superficie sea uniforme.

b). La cavidad de la placa que contiene la muestra de detrito se coloca debajo de las perforaciones circulares de la tarjeta, y se compara directamente, con los cuadros coloreados hasta encontrar áquel con el que material de estudio muestre mayor semejanza.

c). Se desmonta la tarjeta y se afina la comparación entre el material y los cuadros seleccionados, hasta encontrar el color más cercano a la muestra.

OBSERVACIONES

Cuando se vaya a determinar el color en suelo húmedo, la muestra debe saturarse a la capacidad del campo, añadiendo gota a gota agua destilada y efectuando la comparación cuando la película de agua haya desaparecido.

Buretas

Matraz Erlenmeyer de 150 ml

Frasco gotero de 50 ml

REACTIVOS

Solución 1 N de dicromato de potasio

Indicador de sulfato ferroso de ortofenilantrolina (0.05%)

4.7.3. DETERMINACION DE CARBONO ORGANICO 3

El carbono orgánico se determinó por método indirecto, de combustión húmeda de Walkley-Black modificado, Jackson, M.L., 1964. Este método se basa en la oxidación de la materia orgánica con ácido crómico, utilizando el calor que se genera al diluir el ácido sulfúrico, titulándose el exceso de ácido crómico con sulfato ferroso de ortofenantrolina.

MATERIAL Y EQUIPO

Balanza analítica

Buretas

Matraz Erlenmeyer de 150 ml

Frasco gotero de 50 ml

REACTIVOS

Solución 1 N de dicromato de potasio

Indicador de sulfato ferroso de ortofenantrolina (0.025 M)

Solución 1 N de sulfato ferroso

Solución de ácido sulfúrico-nitrato de plata.

PROCEDIMIENTO:

Pesar entre 50 y 100 mg de muestra y colocarlos dentro de un matraz Erlenmeyer de 150 ml, añadir 10 ml de la solución de dicromato de potasio 1 N y agitar.

Diluir la suspensión con aproximadamente 50 ml de agua destilada.

Añadir tres o cuatro gotas del indicador y titular con solución de sulfato ferroso hasta que vire del verde al rojo.

Corra un testigo siguiendo exactamente el mismo procedimiento, excepto poner la muestra.

REACCIONES:



CALCULOS

$$\% \text{ MO} = 134.334 (S - T) / S$$

$$\% \text{ CO} = \% \text{ MO} / 1.724 \text{ F}$$

S = ml de solución ferrosa (titulación en testigo)

T = ml de solución ferrosa (tit. en la muestra)

4.7.4. DIGESTION ACIDA 4

La digestión se realizó por el método ácido sulfúrico-peróxido de hidrógeno.

MATERIAL Y EQUIPO

Balanza Analítica Mettler AJ 100

Matraz Kjeldahl 100 ml

Pipetas de 5 ml

Papel filtro Whatman no. 44

Matraz volumétrico de 50 ml.

REACTIVOS:

Acido sulfúrico concentrado

Peróxido de hidrógeno (100 volúmenes)

Selenio en polvo

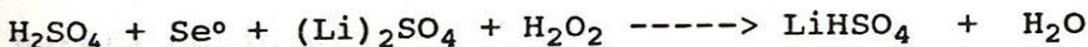
Sulfato de litio hidratado (con el mayor grado de pureza posible).

PROCEDIMIENTO

Pesar de 0.1 a 0.4 g de muestra molida y secada al aire o al horno y pasarla a un matraz Kjeldahl de 100 ml, añadir 4.4 ml del reactivo para la digestión mixta. Calentar gradualmente, incrementando la intensidad cuando la vigorosa reacción haya declinado, continuar calentando hasta que la solución se aclare, dejar 30 minutos más y enfriar.

Transferir la dilución (previa filtración en papel Whatman no. 44) a un matraz volumétrico de 50 ml, aforar a un volumen y mezclar. Diluir cinco veces, antes de la mayoría de los análisis. El ácido residual es ahora aproximadamente del 1 % v/v. Efectuar las diluciones del blanco de la misma manera.

REACCIONES:



La materia orgánica en presencia del sulfato ácido de litio se descompone en material orgánico en forma de sulfatos.

4.7.5. DETERMINACION DE NITROGENO TOTAL 5

La determinación de nitrógeno se realizó por el método Micro-Kjeldahl modificado, para incluir nitratos, en donde se cuantificó la cantidad de nitrógeno total orgánico y nitrógeno amoniacal, incluyendo también la cuantificación de nitratos por medio de la adición del ácido salicílico.

MATERIAL Y EQUIPO

Matraz microkjeldahl de 100 ml

Aparato digestor Labconco Still II

Matraz Erlenmeyer de 125 ml

Pipetas volumétricas de 5 ml y 10 ml

Balanza analítica Mettler AJ 100

Bureta de 50 ml.

REACTIVOS:

Hidróxido de sodio

Tiosulfato de sodio

Rojo de Metilo

Azul de metileno

Alcohol etílico

Sulfato de potasio

Oxido de mercurio

Acido clorhídrico de normalidad conocida

Acido salicílico

Acido sulfúrico concentrado

Acido bórico

Solución sosa-tiosulfato

Indicador rojo de metilo-azul de metileno Catalizador.

Acido clorhídrico 0.1 N

Solución saturada de ácido bórico

PROCEDIMIENTO:

En un matraz Kjeldahl colocar de 100 a 150 mg de muestra, añadir 1 g de catalizador, 3.5 ml de ácido sulfúrico concentrado con 70 mg de ácido salicílico.

En estas condiciones iniciar la digestión, incrementando la temperatura gradualmente, digerir hasta obtener una solución clara y eliminación total de vapores sulfurosos, después de llegar a este punto, calentar durante 15 minutos más y después enfriar.

Añadir 30 ml de agua desionizada (o destilada) al matraz Kjeldahl y llevar el contenido a un tubo para destilador, enjuagar repetidas veces el matraz de digestión reuniendo dichos líquidos en el tubo para el destilador, hasta completar un volumen de 50 ml.

Colocar el tubo en el destilador y añadir 10 ml de la solución de sosa-tiosulfato y conectar el aparato de destilación recibiendo el destilado en un matraz Erlenmeyer de 125 ml que contenga 5 ml de ácido bórico y de tres a cuatro gotas del indicador, destilar hasta obtener un volumen aproximado de 75 ml, titular el destilado con ácido clorhídrico 0.1 N.

Anotar el volumen utilizado de ácido clorhídrico.

REACCIONES:

DIGESTION:



DESTILACION:



TITULACION



CALCULOS

$$\% \text{ N} = (T-B) (N_{\text{HCl}}) (\text{meq N}) (100) / S$$

T = Volumen de ácido en la titulación de la muestra

B = Volumen de ácido en la titulación del blanco

Meq N = miliequivalente de Nitrógeno

S = Peso de la muestra

4.7.6. DETERMINACION DE FOSFORO TOTAL. 6

La determinación de fósforo total se realizó por el método del azul de molibdeno, el cual se basa en la medición del color azul del complejo azul de molibdeno producto de la reducción del fosfomolibdato de amonio con cloruro estanoso en medio ácido.

La intensidad de dicha coloración esta en función del contenido de fósforo en la solución ensayada.

MATERIAL Y EQUIPO:

Fotocolorímetro Klett-Summerson modelo 900-3

Matraz volumétrico de 50 ml

Pipetas volumétricas de 10 y 5 ml

Buretas de 50 ml

REACTIVOS

Solución 0.2 ppm de fósforo

Solución 0.4 ppm de fósforo

Solución 0.6 ppm de fósforo

Solución 0.8 ppm de fósforo

Solución de molibdato de amonio-ácido sulfúrico

Solución de cloruro estanoso

PROCEDIMIENTO:

Pipetear una alícuota de 0 a 20 ml de la solución patrón de trabajo dentro de un matraz volumétrico de 50 ml, para dar un patrón con una amplitud de 0 a 0.04 mg de fósforo.

Pipetear una alícuota de la solución de la muestra dentro de un matraz volumétrico de 50 ml.

Desde este punto tratar los patrones y las muestras de la misma manera.

Diluir hasta llenar aproximadamente 2/3 del volumen del matraz.

Añadir 2 ml del reactivo de molibdato de amonio y mezclar.

Añadir 2 ml del cloruro estanoso, mezclar, aforar a 50 ml y contar el tiempo desde esta etapa.

Reposar 30 minutos.

Medir la densidad óptica a 700 nm. o con un filtro rojo.

Preparar una curva de calibración de los patrones y usarla para determinar la concentración de fósforo en la alícuota del problema.

Efectuar las determinaciones en blanco de la misma forma y restar cuando sea necesario.

REACCIONES:



CALCULOS:

$$\% \text{ P} = \frac{C \cdot V_i}{10 \cdot V_a \cdot W_m}$$

P = Fósforo

C = (mg) Obtenidos a partir de la gráfica de calibración para fósforo

V_i = Volumen de solución = volumen de aforo = 50 ml

V_a = Volumen de la alicuota = 10 ml

W_a = Peso de la muestra = 0.2 g

4.7.7. DETERMINACION DE POTASIO. 7

La determinación de potasio se realizó por el método espectroflamométrico, el cual se basa en la medición de la intensidad de la luz que emite la flama al realizar la determinación.

MATERIAL Y EQUIPO:

Flame Photometer Evans Electro Selenium LTD

Matraz volumétrico de 250 ml

Vasos de precipitado de 10 ml.

REACTIVOS:

Solución 10.0 ppm de potasio

Solución 30.0 ppm de potasio

Solución 50.0 ppm de potasio

PROCEDIMIENTO:

Seleccionar la longitud de onda de 776 nm o un filtro de potasio y abrir la llave de gas ajustando la presión del aire a 8 libras de presión, disminuir la salida del gas hasta obtener una coloración de la flama azul.

Preparar una curva de calibración a partir de la amplitud de los patrones, ajustando el patrón superior a una escala de deflexión adecuada, y el patrón de 0 ppm de potasio a cero.

Aspirar las soluciones dentro de la flama, checar frecuentemente la cima, cero y un patrón intermedio.

Limpiar frecuentemente con agua el atomizador y el quemador, particularmente al finalizar la corrida.

Usar la curva de calibración para determinar las ppm de potasio en la solución de la muestra.

Llevar a cabo la determinación de los blancos reactivo de la misma manera que para las muestras y restar donde sea necesario.

CALCULOS:

$$\% K = C \cdot V_i / 10^4 W_m$$

C = [ppm] obtenido de la gráfica de calibración

V_i = Vol. de solución = vol. de aforo = 250 ml

W_m = Peso de la muestra = 0.2g

4.7.8. DETERMINACION DE CALCIO. 8

La determinación de calcio se realizó por el método de titulación con ácido etilendiaminotetraácetico (EDTA).

Esta valoración volumétrica se basa en la habilidad del EDTA para formar complejos quelatados identificables cuantitativamente con la ayuda de indicadores metálicos.

MATERIAL Y EQUIPO

Matraz erlenmeyer de 125 ml.

Pipetas volumétricas de 10 ml

Microbureta de 10 ml.

REACTIVOS:

Hidróxido de sodio en solución aproximadamente 4 N

Indicador de purpurato de amonio

Solución de EDTA aproximadamente 0.01 N

PROCEDIMIENTO:

Tomar una alícuota de muestra (que no contenga más de 0.1 meq de calcio) y colocarla en un matraz Erlenmeyer de 125 ml, diluir a un volumen aproximado de 25 ml y agregar 1.5 ml de la solución de hidróxido de sodio y aproximadamente 50 mg del indicador de purpurato de amonio.

Titular con la solución de EDTA usando una microbureta de 10 ml. El cambio de color es de rojo-naranja a púrpura.

Cuando se está próximo al punto de vire, se debe de agregar una gota de solución de EDTA cada 5 a 10 segundos, ya que el cambio de color no es instantáneo.

REACCIONES



CALCULOS:

$$\% \text{ Ca} = (T-B) (N_{\text{EDTA}}) (\text{meqCa}) (100) / W_m$$

T = Volumen (ml) de EDTA gastados en la titulación de la muestra.

B = volumen (ml) de EDTA gastados en la titulación del blanco.

meqCa = miliequivalente de calcio = 0.02004.

Wm = peso de la muestra = 0.2 g.

4.7.9. DETERMINACION DE MAGNESIO. ⁹

La determinación de magnesio se realizó por volumetría por medio de la titulación con ácido etilendiaminotetraácetico (EDTA).

MATERIAL Y EQUIPO

Matraz erlenmeyer de 125 ml

Pipetas volumétricas de 10 ml

Microbureta de 10 ml

REACTIVOS:

Solución amortiguadora de cloruro de amonio e hidróxido de amonio.

Indicador eriocromo negro T

Solución de EDTA aproximadamente 0.01 N

PROCEDIMIENTO:

Tomar una alicuota de muestra (que no contenga más 0.1 meq de calcio y magnesio) y se coloca en un matraz Erlenmeyer de 125 ml.

Diluir a un volumen aproximado de 25 ml y agregar 1 ml del reactivo de la solución amortiguadora y de tres a cuatro gotas del indicador eriocromo T.

Titular con solución de EDTA utilizando una microbureta de 10 ml, el cambio de color es de rojo vino a azul-verde.

No debe de observarse un tinte rojizo al llegar al punto de viraje.

REACCIONES:



CALCULOS:

$$\% \text{ Mg} = [(T-B) (\text{NEDTA}) (\text{meqMg}) (100) / W_m] - \% \text{ Ca}$$

T = Volumen (ml) de EDTA gastados en la titulación de la muestra.

B = Volumen (ml) de EDTA gastados en la titulación del blanco.

meq Mg = miliequivalente de magnesio = 0.02126

W_m = peso de la muestra = 0.2 g

4.7.10. ANALISIS ESTADISTICO.

Los datos obtenidos se analizaron mediante técnicas de la estadística descriptiva, principalmente medidas de tendencia central (media), medidas de dispersión (varianza, desviación estandar, coeficiente de variación) y medias de asociación (regresión lineal y correlación) (Little, 1981).

Para el análisis multivariado se uso el paquete NTSYS-pc (Numerical Taxonomy and Multivariate Análisis System) (Rohlf, 1992), particularmente el programa de similaridad para datos de intervalos (SIMINT) y el programa de agrupamiento (SAHN).

5.0 RESULTADOS Y DISCUSION

En la figura 4 se presenta la distribución de cada vertedero de detrito en el área de estudio. La parte explorada con mayor intensidad fué la ubicada en la parte noroeste (NE) de la Cañada. En esta figura se observa que la cercanía de las áreas de cultivo de la Cañada no necesariamente promueve el incremento en la densidad de nidos en el lugar sin embargo, se observan zonas de alta concentración del vertederos como en el caso del cerro "La Sierrita", donde el número de vertederos equivale a un 25 % del total de muestras.

La distribución homogénea de los vertederos parece indicar dos cosas interesantes: una que los campesinos toleran la presencia de hormigueros en las cercanías de las zonas de cultivo, y dos, que las hormigas no prosperan exclusivamente en las cercanías de las áreas cultivadas.

En el cuadro No. 4 se muestran las características de cada vertedero en cuanto a su altitud, exposición, topografía, vegetación y peculiaridades del sitio, de donde se pueden hacer las siguientes observaciones: a). El 60 % de los vertederos se encuentran en un intervalo de los 1790 a los 1860 msnm de altitud; b). La exposición en un 65 % de los vertederos tiene componente sur y de estos el 32 %

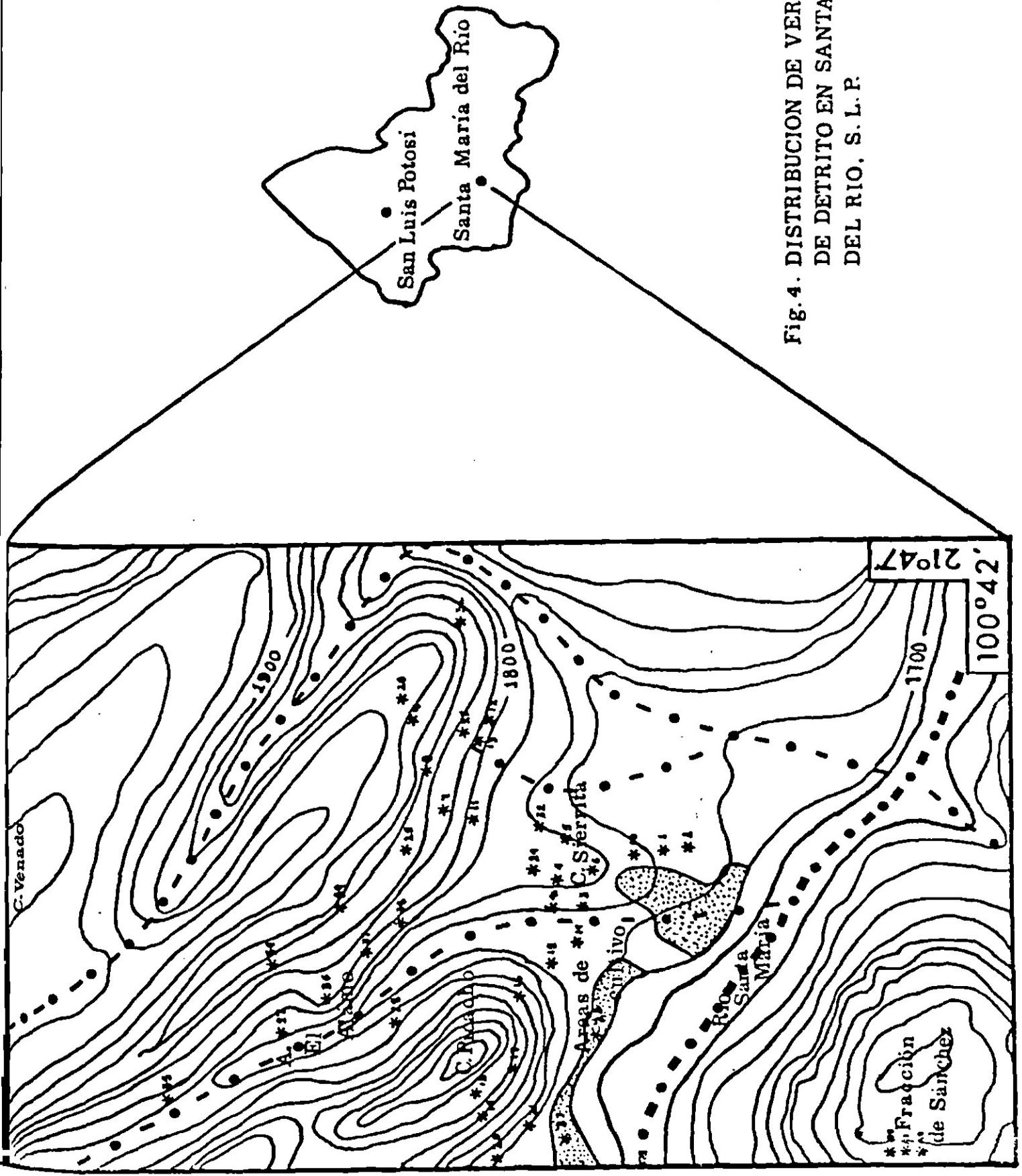


Fig. 4. DISTRIBUCION DE VERTEDEROS DE DETRITO EN SANTA MARIA DEL RIO, S. L. P.

Cuadro No. 4 CARACTERISTICAS DE LOS VERTEDEROS DE DETRITO DE
HORMIGA ARRIERA DE SANTA MARIA DEL RIO, S.L.P.

CARACTERISTICAS DEL SITIO						
No. DE VERTEDERO	ALTITUD	EXPOSICION	TOPOGRAFIA	VEGETACION	PECULIARIDADES	
1	1730	-	plana	zacatal	oquedad junto a vereda	
2	1720	-	plana	Arvenses	junto a cerca de piedra	
3	1730	-	plana	Zacatal	oquedad	
4	1760	W	ladera	Zacatal	junto a grnajeno y garambuvo	
5	1760	E	ladera	Zacatal	-	
6	1790	S	ladera	Mezquital	-	
7	1820	S	ladera	Mezquital Zacatal	área de pobre cobertura vegetal	
8	1850	SSW	ladera	Zacatal	vertedero aparen- temente abandonado	
9	1880	SSW	ladera	Zacatal	entre pirules	

10	1750	S	ladera	Zacatal	-
11	1800	S	ladera	Zacatal	mezquite y no- pal duraznillo
12	1800	-	plana	Zacatal	nido claramente definido
13	1800	-	plana	Zacatal	oquedad bajo roca y mezquite
14	1730	SE	ladera	Arvenses	junto a cerca de piedra
15	1750	SE	ladera	Zacatal	entre lechuguillas órganos y garambullos
17	1840	SSW	ladera	Zacatal	entre granjeno garambuyos y mezquital
18	1850	WSW	ladera	Zacatal	-
19	1820	WSW	ladera	Zacatal	junto a Zacatal perturbado y abun- dancia de ramon, nido bajo planta de garambuyo

20	1750	WSW	ladera	Zacatal	junto a Zacatal perturbado y abundancia de ramon, nido bajo planta de garambuyo
21	1740	SSW	ladera	Zacatal	junto a Zacatal perturbado y abundancia de ramon, nido bajo planta de garambuyo
22	1820	SW	ladera	Riparia	junto a arroyo
23	1700	S	ladera	Arvenses	dentro de parcela orilla de camino
24	1770	NW	ladera	Zacatal	junto a granjeno y garambuyo
25	1840	SW	ladera	Zacatal	entre huizache y órgano
26	1860	SW	ladera	Zacatal	al lado de mezquite junto a cantil

27	1800	-	plana	Riparaia	garambujo, pirul guayaba, nido cerca de arroyo
29	1800	SW	ladera	Zacatal	mezquite cerca de arroyo
30	1900	SW	ladera	Zacatal	junto a órgano
31	1840	SE	ladera	Zacatal	junto a pirul órga- no, garambujo, mez- quite y granjeno
32	1820	NW	ladera	Zacatal	junto a mezquite y nopal duraznillo
33	1760	SSW	ladera	Zacatal	junto a nopal duraz- nillo y huizache
34	1840	SW	ladera	Zacatal	bajo pirul junto a garambujo
35	1790	WSW	ladera	Zacatal	al lado de arroyo junto a pirul

CONTINUA Cuadro No. 4

36	1780	SW	ladera	Zacatal	entre garambujo, pirul y órgano
37	1710	S	ladera	Zacatal	al lado de garambujo
38	1860	W	ladera	Zacatal	a la orilla de camino
39	1860	W	ladera	Zacatal	a la orilla de camino
40	1860	W	ladera	Zacatal	a la orilla de camino
41	1740	W	ladera	zacatal	cerca de piedra márgen de presa "El Alamo"

Corresponde a la exposición suroeste (SW) del área de estudio; c) su topografía es de un 85 % del tipo de ladera y d). La vegetación predominante es del tipo zacatal (82 %), observándose además algunas asociaciones interesantes entre los vertederos y algunas especies vegetales tales como el garambujo en 11 de ellos, así como el granjeno, el pirul y el mezquite encontrados en 7.6 y 6 vertederos respectivamente.

Las características físicas de los sitios parecen señalar las condiciones propicias para el éxito de la colonia de *Atta*, estas condiciones parecerían ser las de altitudes de 1790 a 1860 msnm propios de un clima templado benigno, la exposición preferentemente SW puede ligarse con la protección de la insolación durante la época calurosa y aseguramiento de insolación durante la época fría, lo mismo se podría afirmar para su ubicación en zonas de laderas, incluyendo la ventaja de la mayor facilidad de deposición del detrito de por las hormigas en áreas planas.

La relación entre vertederos y la presencia de plantas arbóreas y arbustivas alrededor de los nidos permite un sombreamiento de la zona que facilita las actividades de forrajeo y de deposición de detrito asimismo, las hormigas, aseguran una fuente de alimentación cercana, a su vez la vegetación encontrada en las cercanías del vertederos se beneficia debido a la abundancia de los nutrientes que requieren las plantas para su desarrollo.

5.1. ANALISIS DE LAS MUESTRAS DE DETRITO.

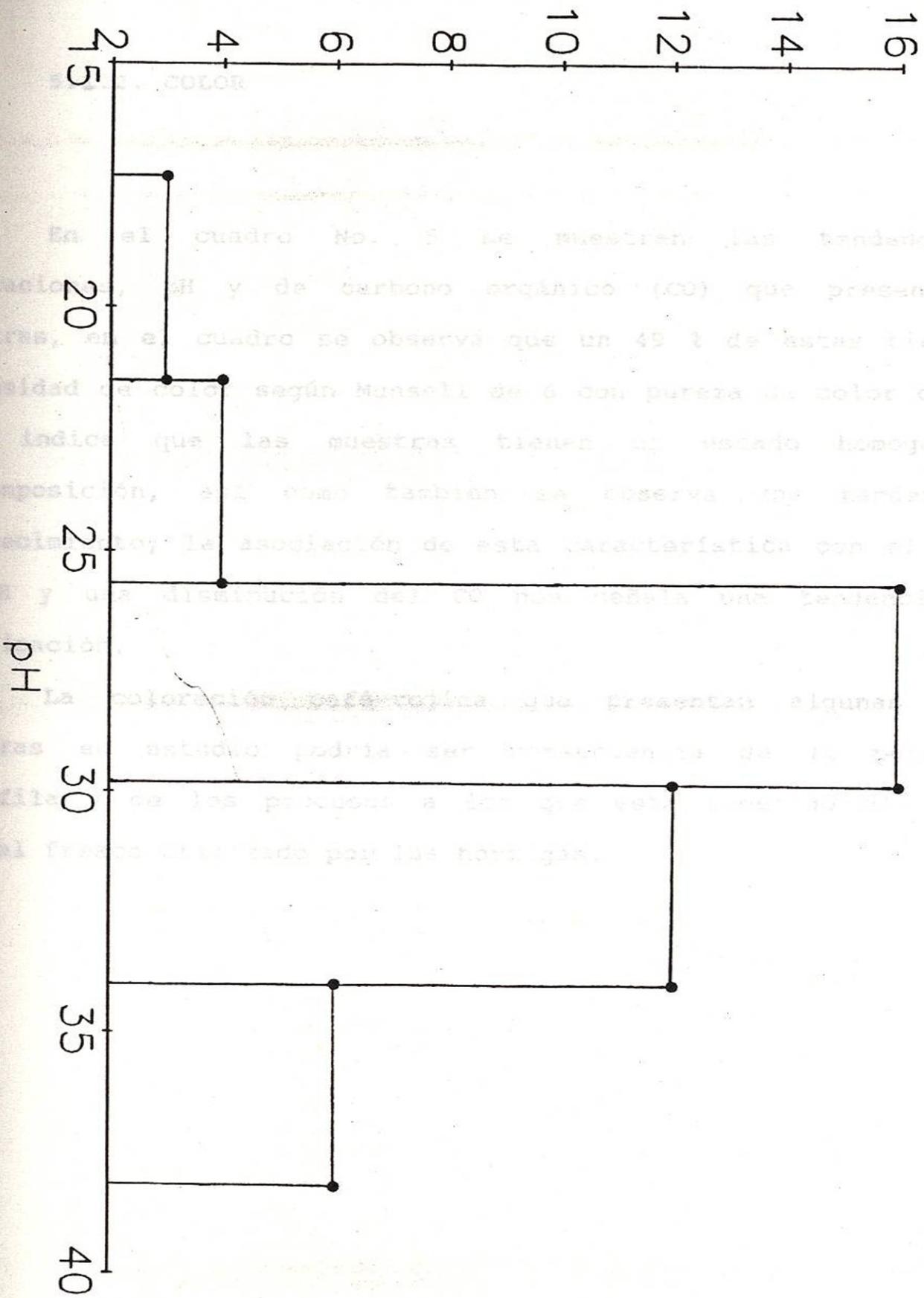
5.1.1. pH

La amplitud obtenida en las muestras de detrito, oscilo entre 5.3 y 7.2 con un valor medio de 5.8 y una varianza de 0.21; en la figura 5 se observa que un 66 % de las muestras tienen un pH entre 5.3 y 5.8; al compararlos con los datos obtenidos para los puntos de referencia (muestras de detrito de hormiga obtenidas en Villa de Pozos, San Luis Potosí y en Tepic, Nayarit, así como los estiercoles de cabra y de res), que presentan pH de 6.8 y 7.3 respectivamente (muestras que además presentaban una apariencia de mayor humificación por su color, más oscuro que las del material de estudio), se podría pensar que a mayor grado de humificación de las muestras, el pH tiende a ser neutro, implicandose en ella diferentes factores naturales como es el caso de la liberación de elementos en forma de compuestos orgánicos.

El pH que presentan la mayoría de las muestras, podría explicarse debido a la presencia de ácido carbónico formado en el proceso de descomposición de la MO (Tisdale y Nelson, 1988), así como del ácido contenido de aminoácidos y del ácido alantoico presente en el líquido anal excretado por las hormigas en la preparación del sustrato fungal (Wilson, 1971).

El pH ligeramente ácido a neutro que presentan las muestras puede provocar un efecto favorable en suelos de pH alcalinos ya que facilita la asimilación de los nutrientes por las plantas en el punto de siembra (ver pagina No.17 respecto al abonamiento de la tierra por los campesinos en la zona de estudio).

FIG.NO.5. DISTRIBUCION DE FRECUENCIAS DE LA DETERMINACION DE pH



5.1.2. COLOR

En el cuadro No. 5 se muestran las tendencias de coloraciones, pH y de carbono orgánico (CO) que presentan las muestras, en el cuadro se observa que un 49 % de estas tienen una intensidad de color según Munsell de 6 con pureza de color de 4, lo cual indica que las muestras tienen un estado homogéneo de descomposición, así como también se observa una tendencia de oscurecimiento; la asociación de esta característica con el aumento de pH y una disminución del CO nos señala una tendencia a la humificación.

La coloración café-rojiza que presentan algunas de las muestras en estudio podría ser consecuencia de la pérdida de clorofila y de los procesos a los que está sometido el material vegetal fresco utilizado por las hormigas.

Cuadro No. 5 COLORACION (SEGUN LA ESCALA DE MUNSELL), PH Y CARBONO ORGANICO EN MUESTRAS DE DETRITO DE HORMIGA ARRIERA.

P U R E Z A	6		%CO 33.8 pH 5.73 n= 3	%CO 33.3 pH 5.4 n= 2	
	5	%CO 22.0 pH 5.6 n= 1	%CO 29.0 pH 5.63 n= 4	%CO 31.6 pH 5.5 n= 3	
	4	%CO 2.3 pH 6.0 n= 9	%CO 30.0 pH 5.8 n= 1	%CO 29.1 pH 5.8 n= 13	
	3	%CO 30.0 pH 6.0 n= 2		%CO 27.1 pH 5.5 n= 2	
		2	3	4	6
		INTENSIDAD			

* n= número de vertederos..

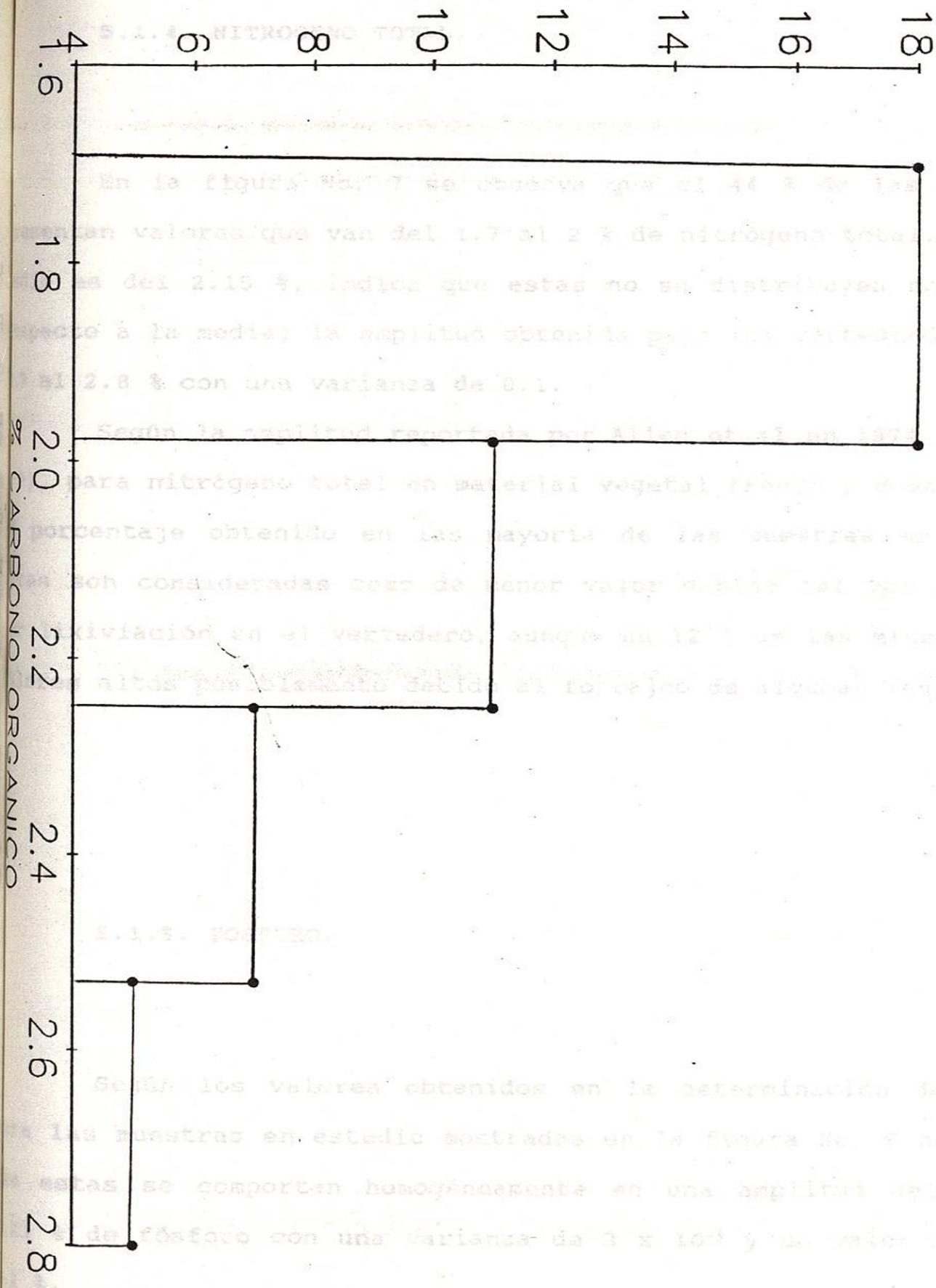
5.1.3. CARBONO ORGANICO.

En la figura No. 6 se observa que un 39 % de las muestras tienen una amplitud del 25.7 al 29.8 % de carbono orgánico, lo cual permite afirmar que el material en estudio se encuentra en estado de descomposición, pues sus valores son moderadamente inferiores a los reportados por Allen et al. (1974) para material vegetal (43 a 47 %).

La amplitud obtenida para carbono orgánico fué el 17.3 al 38.2 % con un valor medio del 29.4 % y una varianza de 2.7.

FRECUENCIA

FIG.NO. 6 DISTRIBUCION DE FRECUENCIAS DE LA DETERMINACION DE CARBONO ORGANICO



5.1.4. NITROGENO TOTAL.

En la figura No. 7 se observa que el 44 % de las muestras, presentan valores que van del 1.7 al 2 % de nitrógeno total. Su valor medio es del 2.15 %, indica que estas no se distribuyen normalmente respecto a la media; la amplitud obtenida para los vertederos fué del 1.7 al 2.8 % con una varianza de 0.1.

Según la amplitud reportada por Allen et al en 1974 (del 1 al 2 %), para nitrógeno total en material vegetal fresco y comparado con el porcentaje obtenido en las mayoría de las muestras en estudio, estas son consideradas como de menor valor debido tal vez a pérdida por lixiviación en el vertedero, aunque un 12 % de las mismas tienen valores altos posiblemente debido al forrajeo de algunas leguminosas.

5.1.5. FOSFORO.

Según los valores obtenidos en la determinación de fósforo para las muestras en estudio mostradas en la figura No. 8 se observa que estas se comportan homogéneamente en una amplitud del 0.14 al 0.23 % de fósforo con una varianza de 3×10^{-3} y un valor medio del 0.2 %.

FIG. NO. 7 DISTRIBUCION DE FRECUENCIAS DE LA DETERMINACION DE NITROGENO TOTAL.

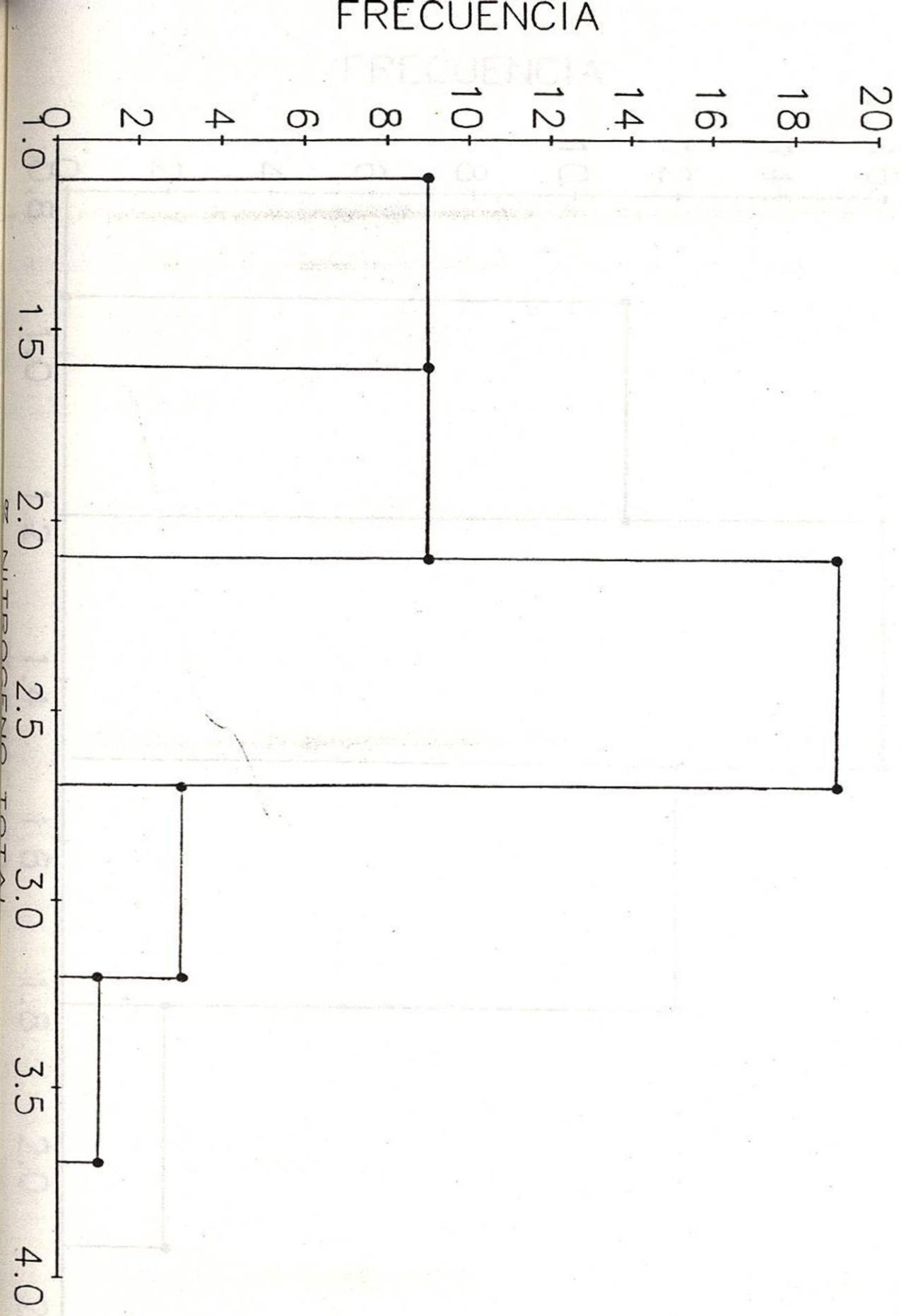
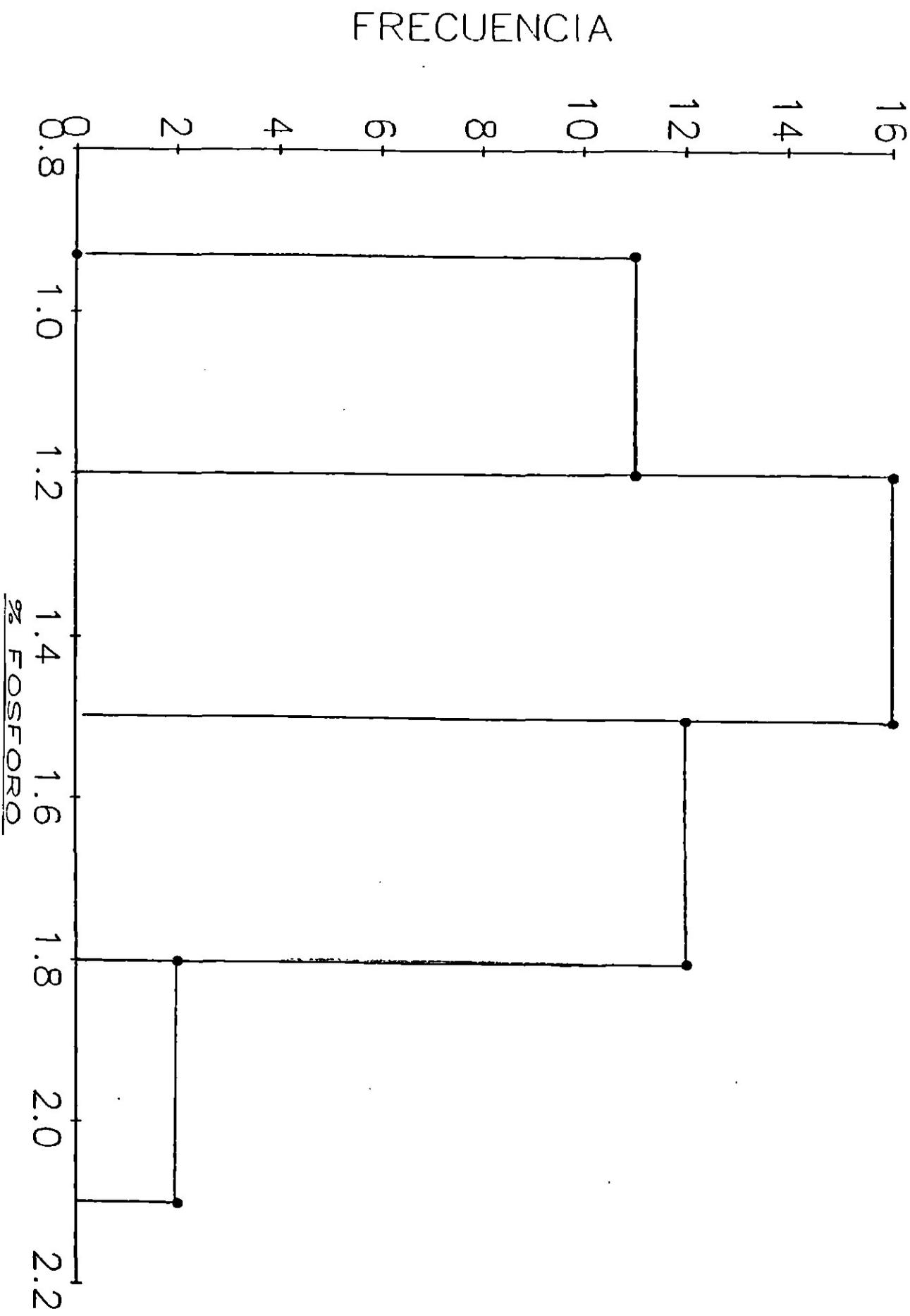


FIG. NO.8 DISTRIBUCION DE FRECUENCIAS
DE LA DETERMINACION DE FOSFORO



5.1.6. POTASIO

FRECUENCIA

En la gráfica de frecuencia de la determinación de potasio observada en la figura No. 9 se muestra una tendencia de comportamiento normal, un 46 % de los vertederos se encuentran en una amplitud del 2.1 al 2.7% de potasio, con una media de 2.1%, la amplitud obtenida para las muestras fué del 1.1 al 3.7 %.

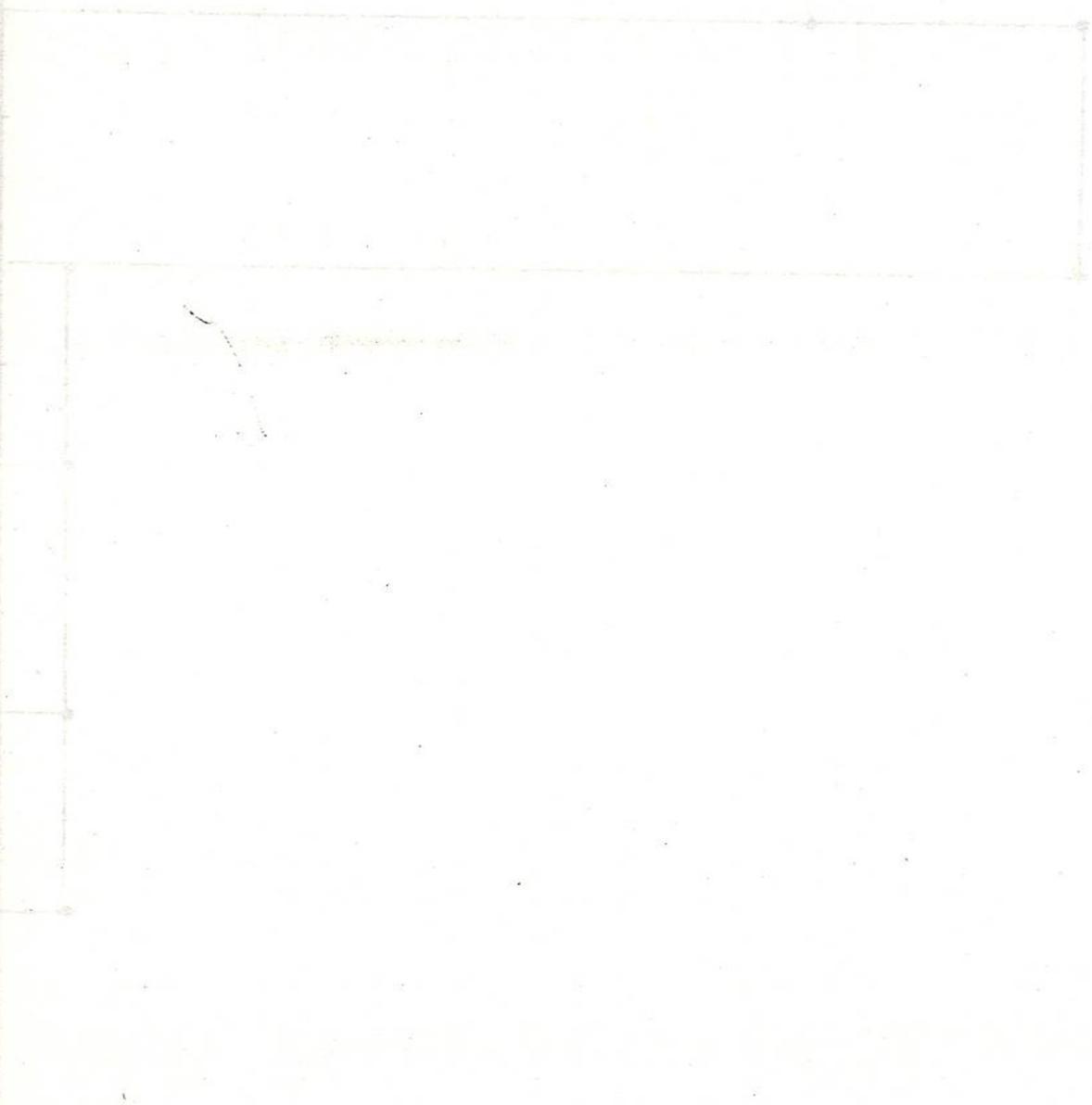
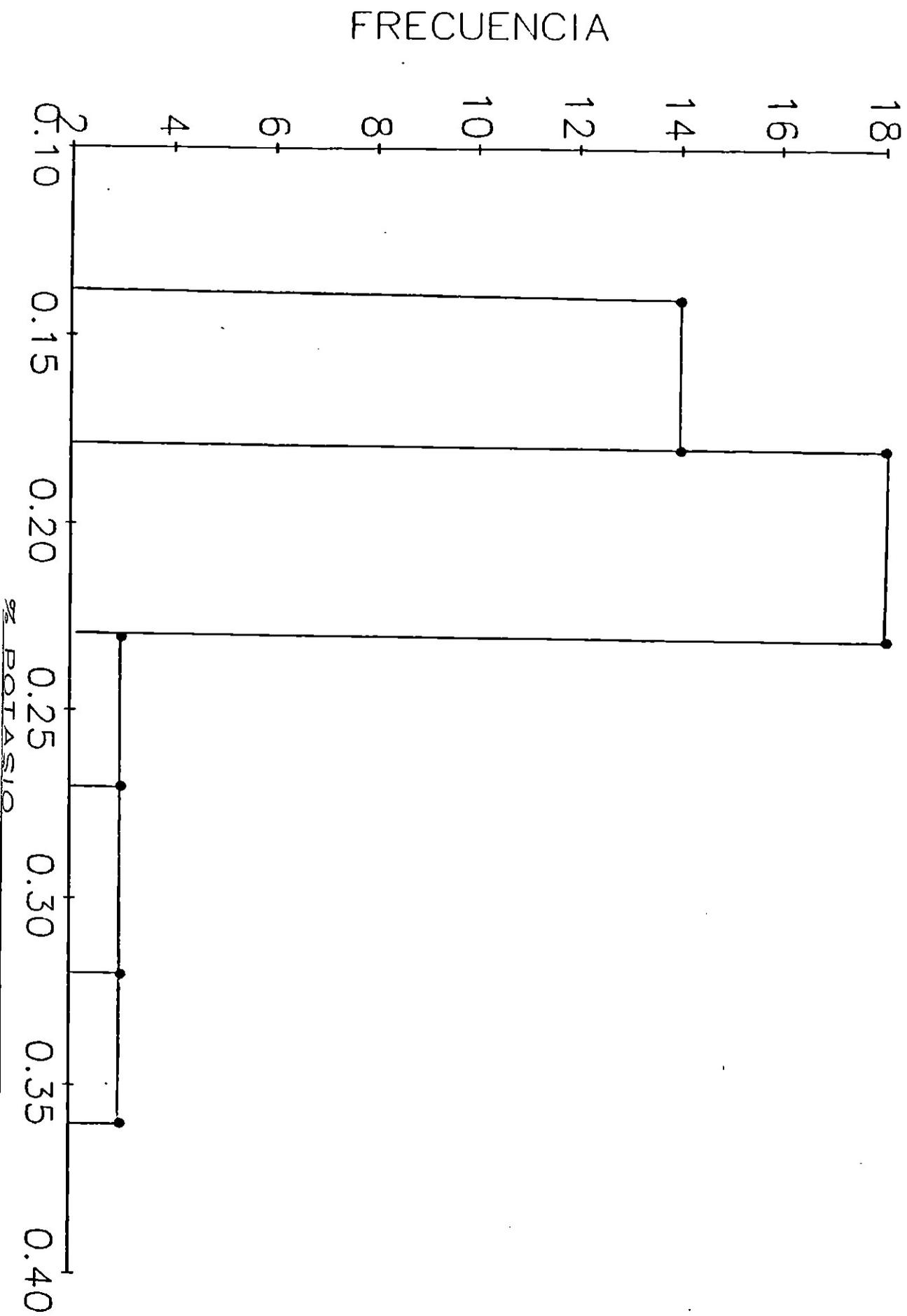


FIG. 9. DISTRIBUCION DE FRECUENCIAS DE LA DETERMINACION DE POTASIO

FIG. NO.9 DISTRIBUCION DE FRECUENCIAS DE LA DETERMINACION DE POTASIO.



5.1.7. CALCIO

En la determinación de calcio se obtuvo una amplitud de 0.9
1 2.1 % de calcio, con un valor medio de 1.4 % y una varianza de
0.077; en la figura No. 10 obtenida para la determinación de calcio
se observa que un 39.0 % de las muestras tienen un porcentaje de
calcio de 1.2 al 1.5 %.

FRECUECIA

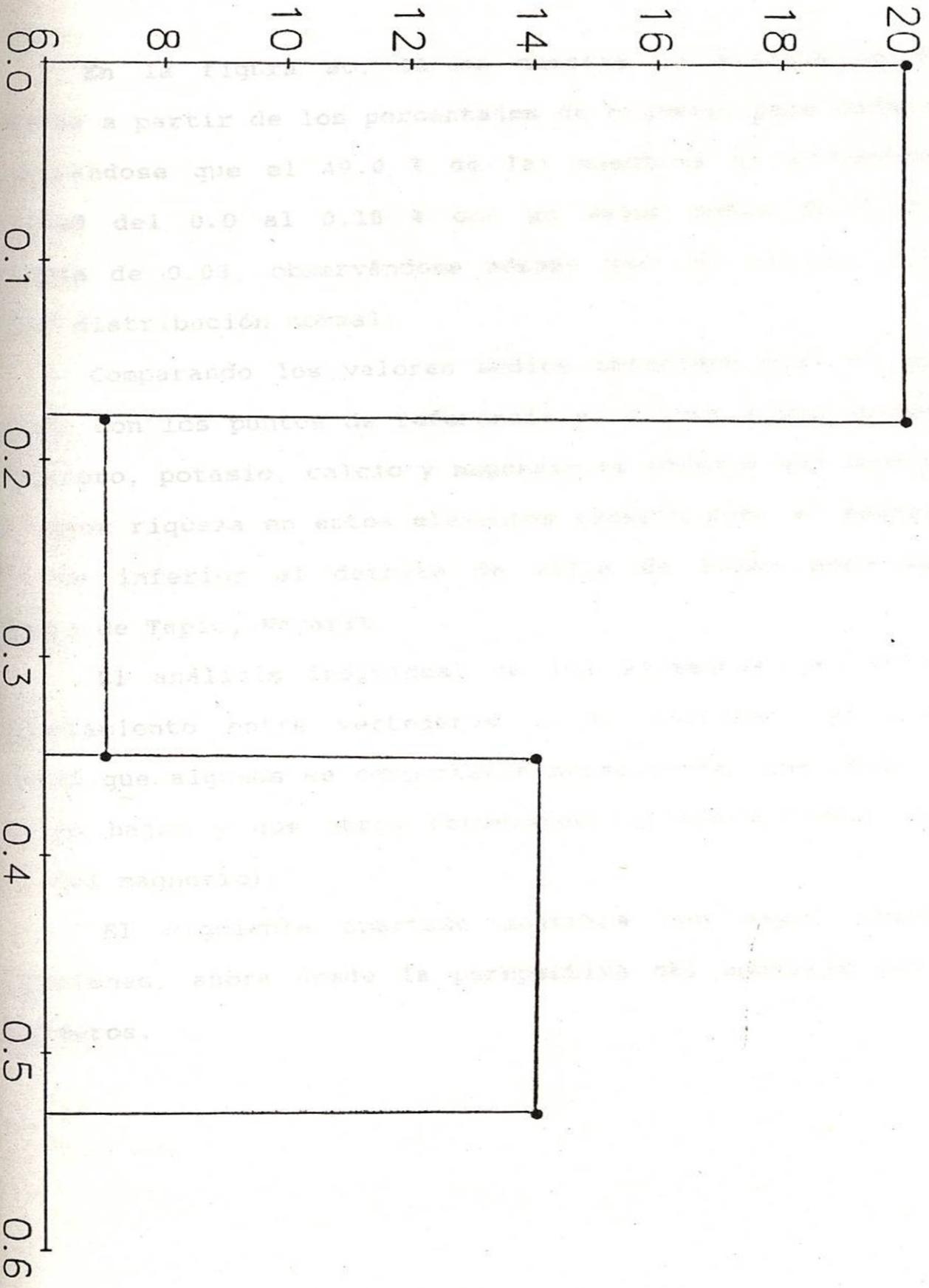


FIG. NO. 10 DISTRIBUCION DE FRECUENCIA DE LA DETERMINACION DE CALCIO

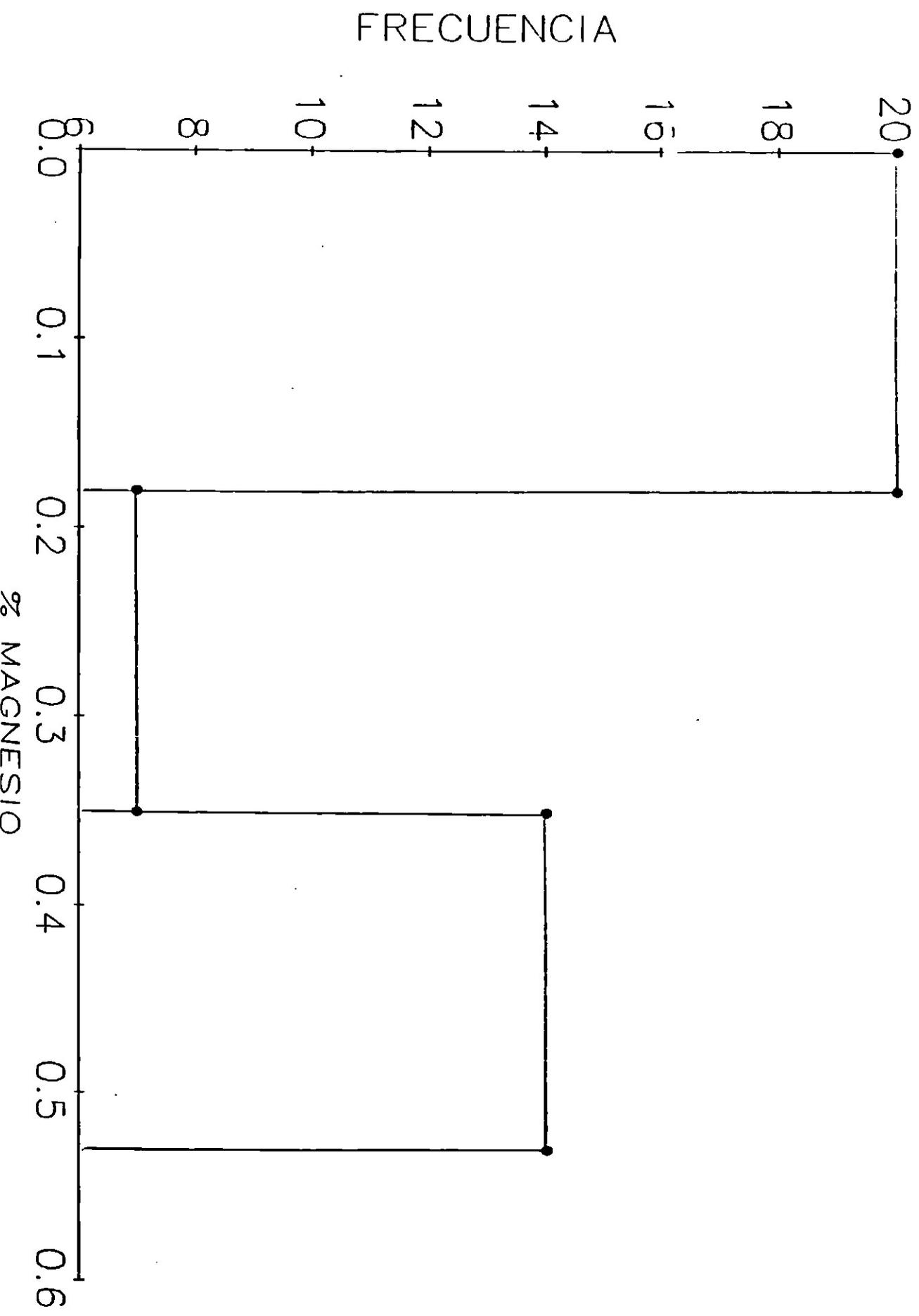
En la figura No. 11 se muestra la gráfica de frecuencia obtenida a partir de los porcentajes de magnesio para cada vertedero, encontrándose que el 49.0 % de las muestras se encuentran en una amplitud del 0.0 al 0.18 % con un valor medio de 0.25 % y una varianza de 0.03, observándose además que los valores obtenidos no tienen distribución normal.

Comparando los valores medios obtenidos para el material en estudio con los puntos de referencia en cuanto a las determinaciones de fósforo, potasio, calcio y magnesio se observa que aquellas tienen una mayor riqueza en estos elementos excepto para el magnesio ya que este es inferior al detrito de Villa de Pozos pero superior al detrito de Tepic, Nayarit.

El análisis individual de los elementos nos indica que el comportamiento entre vertederos no es uniforme, ya que como se observó que algunos se comportaron normalmente, que otros obtuvieron valores bajos y que otros obtuvieron valores extremos (como es el caso del magnesio).

El siguiente apartado mostrará con mayor claridad estas variaciones, ahora desde la perspectiva del análisis por grupos de vertederos.

FIG. NO. 11 DISTRIBUCION DE FRECUENCIA DE LA DETERMINACION DE MAGNESIO



5.2. DIFERENCIACION DE VERTEDEROS EN FUNCION DE SUS VALORES NUTRIMENTALES

Figura No. 12 GRÁFICA DE DISTRIBUCION DE VERTEDEROS ESTUDIADOS A PARTIR DEL ANALISIS MULTIVARIADO DE ELEMENTOS REALIZADO EN 38 DE LOS VERTEDEROS ESTUDIADOS.

Con los resultados de las determinaciones efectuadas en el territorio de hormiga arriera (DHA) se realizó un análisis multivariado de elementos según el programa "Similaridad y disimilaridad" (Rohlf, 1992) de donde se obtuvo la figura No. 12 en la cuál se observa que los vertederos tienen un comportamiento heterogéneo, pero que además hay una diferenciación de grupos a diferentes niveles que permiten realizar de manera eficaz el estudio de los mismos.

De acuerdo a esta figura y al comportamiento de los vertederos se realizaron diferentes agrupaciones (2, 6, 8 y 10 clases) de las cuales la de 6 fué la que permitió una mejor apreciación de las características internas y de la clara diferenciación de un grupo y otro; los valores nutrimentales medios de estos grupos se presentan en el cuadro No. 6

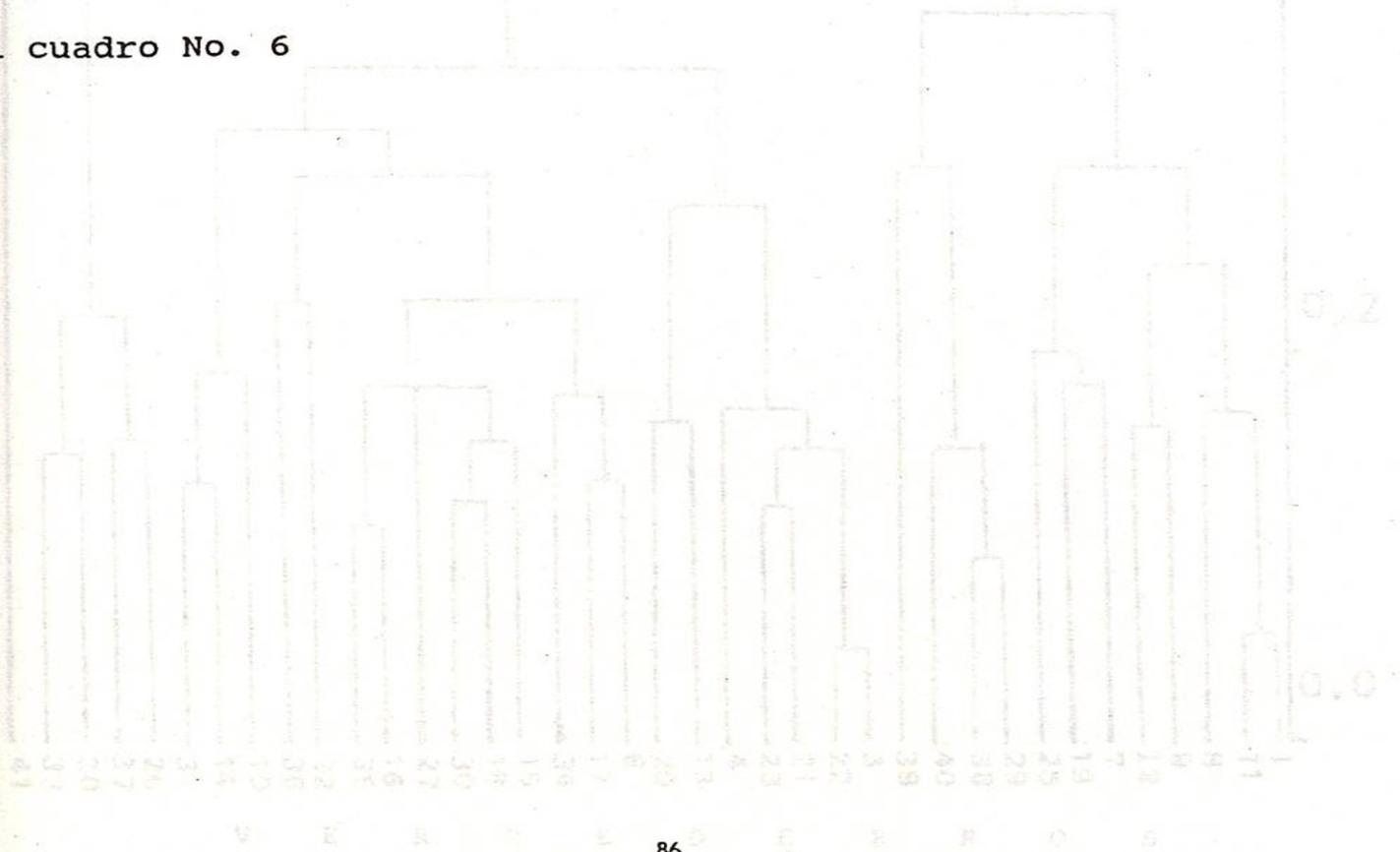
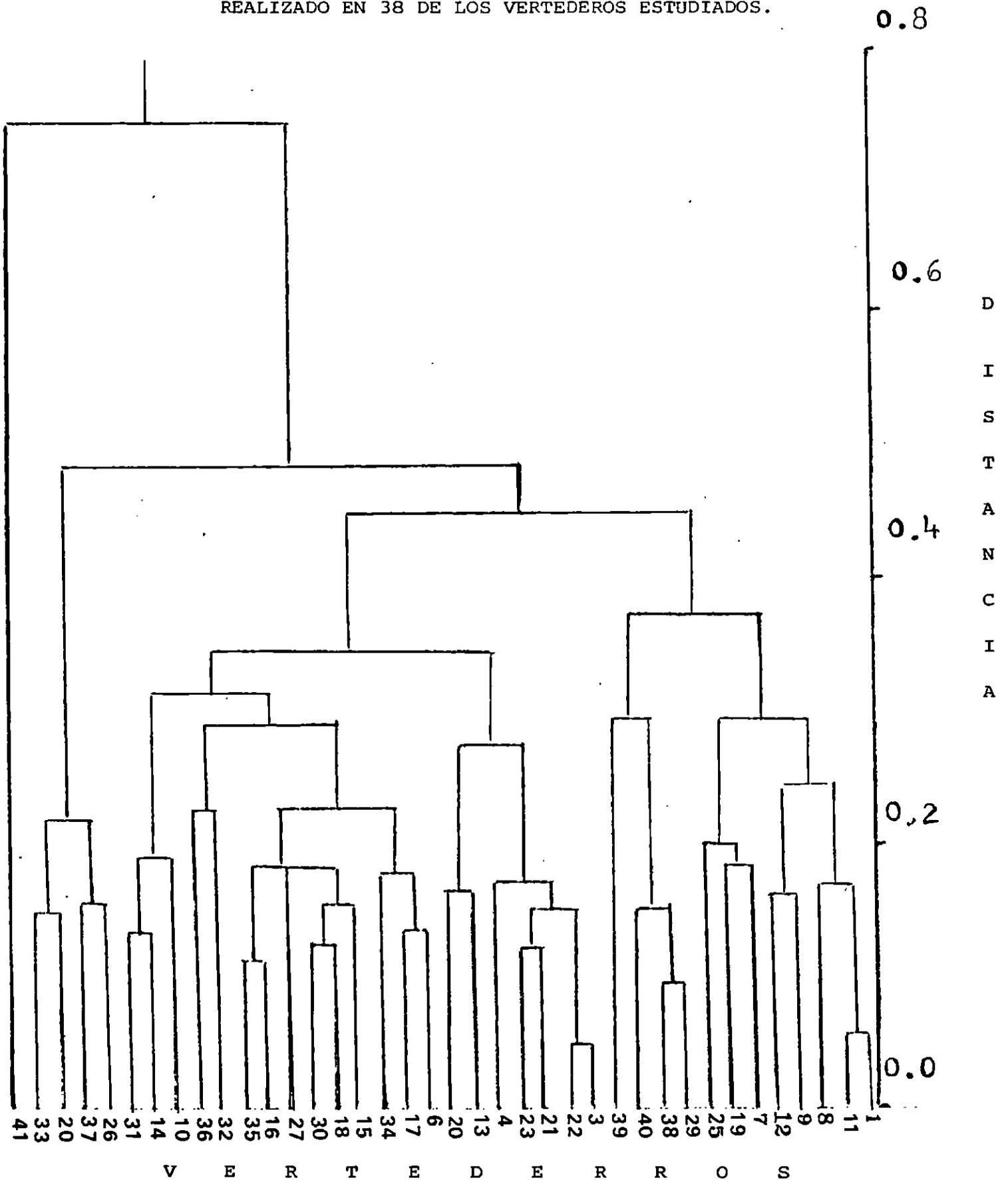


Figura No. 12 GRAFICA DE DISTRIBUCION DE VERTEDEROS OBTENIDA A PARTIR DEL ANALISIS MULTIVARIADO DE ELEMENTOS REALIZADO EN 38 DE LOS VERTEDEROS ESTUDIADOS.



**Cuadro No. 6 VALORES NUTRIMENTALES MEDIOS OBTENIDOS
EN LAS SEIS CLASES DE VERTEDEROS DE
DETRITO DE HORMIGA ARRIERA**

GRUPO		D E T E R M I N A C I O N				
		NT (%)	P (%)	K (%)	Ca (%)	Mg (%)
I	n=1	2.0	0.36	3.7	1.33	0.07
2	n=4	2.7	0.22	1.60	1.62	0.31
3	n=14	2.3	0.23	2.40	1.53	0.27
4	n=7	2.0	0.22	2.50	1.10	0.20
5	n=4	1.8	0.17	1.30	1.50	0.14
6	*n=8	1.90	0.19	2.0	1.30	0.30

En este cuadro se observa que el grupo No. 1 comparado con el resto, tiene un alto contenido de fósforo y de potasio pero sus valores de nitrógeno, calcio y magnesio se consideran relativamente bajos; los grupos restantes se analizaron mediante la prueba estadística "t" student ($P > 0.05$) y sus resultados se muestran en el cuadro No. 7, con la ayuda de este y del cuadro No. 6 se realizaron las siguientes observaciones: a) en la determinación de nitrógeno se

observa una similitud en los porcentajes a excepción de los grupos 1 y 3 que son relativamente mayores que el resto; b) en cuanto a su contenido de fósforo, los grupos se comportan de manera similar a excepción del grupo 5 que es significativamente más bajo; c) en la determinación de potasio se observa una alta variación excepto para los grupos 3 y 4 que tienen valores significativamente más altos que el resto; d) el contenido de calcio es similar en los grupos excepto el 4 y 6 que tienen un bajo nivel de este elemento; e) en la determinación de magnesio no hay una diferenciación significativamente diferente.

Como indicador de su riqueza nutricional y de acuerdo con el ordenamiento en que aparecen los grupos en el cuadro No. 7 estos se ubicaron en orden progresivo en función de sus nutrientes primarios y secundarios de la siguiente manera: considerando solo los nutrientes primarios, los grupos se ordenaron así: 3,2,4,6 y 5; tomando en cuenta sus valores nutricionales primarios y secundarios el ordenamiento solo varió en los dos primeros grupos, o sea, grupos 2,3,4,6 y5.

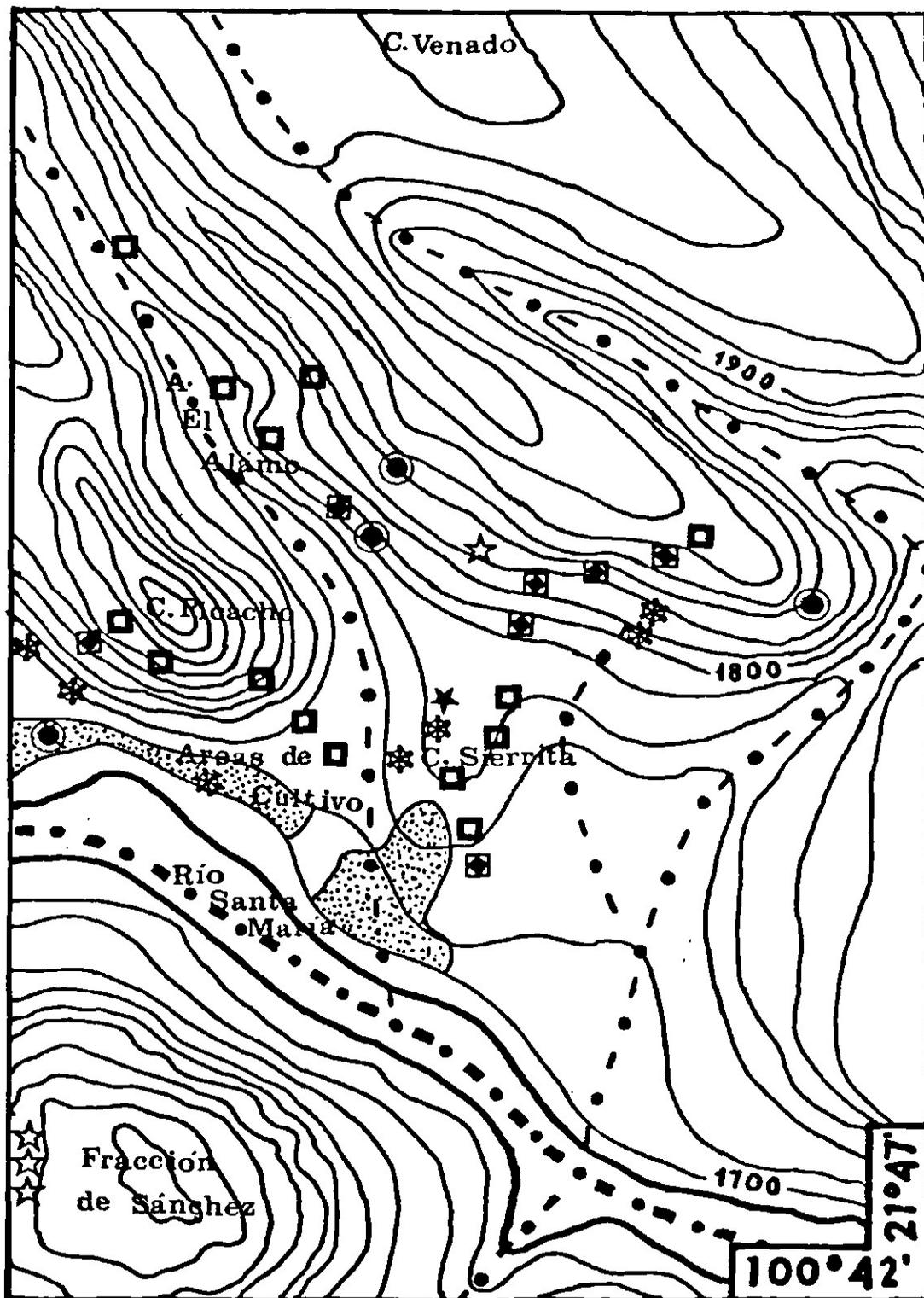
El patrón de distribución que siguen los vertederos de detrito de hormiga se presentan en la figura No. 13 observándose que estos tienen una tendencia hacia la agrupación espacial, es decir, vertederos pertenecientes al mismo grupo suelen ubicarse contiguamente lo cual posiblemente este relacionado con áreas de composición florística similar en las zonas de forrajeo de las hormigas.

Cuadro No. 7 DIFERENCIAS SIGNIFICATIVAS ENTRE LOS GRUPOS DE
 VERTEDEROS DE DETRITO DE HORMIGA ARRIERA
 (*Atta mexicana*) F. Smith.

D E T E R M I N A C I O N					
	NT (%)	P (%)	K (%)	Ca (%)	Mg (%)
G	2	3 ^b	4 ^c	2 ^d	2 ^e
R					
U	3	2 ^b	3 ^c	3 ^d	6 ^e
P					
O	4 ^a	4 ^b	6	5 ^d	3 ^e
	6 ^a	6 ^b	2	6	4 ^e
	5 ^a	5	5	4	5 ^e

* Los grupos con la misma letra en cada columna no son significativamente diferentes ($P > 0.05$).

Fig.13 . PATRON DE DISTRIBUCION DE LOS VERTEDEROS EN FUNCION DE SUS VALORES NUTRIMENTALES Y CON BASE EN LA AGRUPACION DE ESTOS POR EL ANALISIS MULTI-VARIABLE DE ELEMENTOS.



★ grupo I (A)
 ● grupo II (B)
 □ grupo III (CDE)

✱ grupo IV (FG)
 ☆ grupo V (HI)
 ⊠ grupo VI (JK)

5.3.COMPARACION DE LA CALIDAD NUTRIMENTAL ENTRE EL DETRITO DE HORMIGA Y LOS ESTIERCOLES DE CABRA Y DE RES.

Anteriormente se comprobó la hipótesis planteada en donde se cuestionaba sobre la similitud entre los vertederos, ahora se pretende comprobar si el material en su riqueza nutrimental es inferior al estiércol de cabra y superior al estiércol de res.

En el cuadro No. 8 se muestran los valores nutrimentales medios de los abonos orgánicos comúnmente utilizados en Santa María del Río, S.L.P., así como también la significancia estadística entre estos ($P > 0.05$) de la cuál se pueden hacer las siguientes observaciones: a) el detrito de hormiga tiene un alto contenido de nitrógeno y un bajo nivel de fósforo en comparación con los estiércoles de cabra y de res; b) su contenido de calcio es similar al de ambos estiércoles; c) con relación a su contenido de potasio este es inferior al de cabra pero superior al de res; d) su contenido de magnesio es similar al estiércol de cabra pero superior al estiércol de res.

Con dichas observaciones se puede inferir que el detrito de hormiga arriera se ubica por su calidad nutrimental entre el estiércol de cabra y de res, pero sin que ello signifique que hay una distinción claramente definida entre los tres abonos, por lo que se sugiere que este abono sea utilizado con el método empleado por los campesinos de Santa María del Río, S.L.P., como un sustituto de los abonos de cabra y de res cuando no haya un fácil acceso a éstos y cuando las condiciones de abundancia y distribución del detrito faciliten su utilización.

Cuadro No. 8 VALORES NUTRIMENTALES MEDIOS DE LOS ABONOS ORGANICOS COMUNMENTE UTILIZADOS EN SANTA MARIA DEL RIO, S.L.P.

	A	B		O	N	O
	ESTIERCOL DE CABRA			ESTIERCOL DE HORMIGA		ESTIERCOL DE RES
D						
E						
T	NT (%)	1.66	s	2.15	s	1.30
E						
R	P (%)	0.37	s	0.21	s	0.34
M						
I	K (%)	3.90	s	2.12	o	1.96
N						
A	Ca (%)	1.31	o	1.42	o	1.24
C						
I	Mg (%)	0.15	o	0.25	s	0.10
O						
N						

6. CONCLUSIONES.

7. RECOMENDACIONES.

Con los datos obtenidos en esta investigación se puede afirmar que el detrito de hormiga de los 39 vertederos estudiados por el análisis multivariado de elementos tienen un comportamiento heterogéneo en su valor nutrimental, pero que estos pueden ser diferenciados en grupos, los cuales tienden a corresponderse en áreas geográficas específicas, por lo que sus características de distribución indican que los campesinos del área toleran la presencia de la hormiga arriera en las cercanías de sus cultivos.

En función de su calidad nutrimental el detrito de hormiga arriera se ubica entre los estiércoles de cabra y de res, pero sin una marcada diferencia entre ellos, observándose que el detrito de hormiga arriera comparado en su valor nutrimental con estos estiércoles es rico en nitrógeno y potasio, pobre en fósforo y semejante en calcio y magnesio.

7. RECOMENDACIONES.

1. Aguilera, R. H., 1990. "Tratado de Edafología de México"; Universidad Autónoma Nacional de México, México; Edición; 1:732 page.

Evidentemente es necesario conocer a fondo los factores que intervienen para enriquecer el material en estudio (DHA) por lo que se recomienda: complementar este trabajo con la determinación de nutrientes aprovechables y de micronutrientes, realizar un estudio de composición florística (tipo de vegetación en el área) de los sitios recomendados por el análisis multivariado de los elementos. Se debe evaluar también el efecto sobre el rendimiento de los cultivos a diferente dosis de este abono.

Debido a la riqueza nutrimental de este detrito se sugiere que sea utilizado en condiciones similares a las del área en estudio, o bien, en la producción de plantas ornamentales a nivel de invernadero.

Autónoma de México, México; 128 page.

2. Deloya, C., 1988; "Coleópteros Larviformes asociados a depósitos de detrito de Atta mexicana (F. Smith) (Hymenoptera: Formicidae) en el Sur del estado de Morelos, México"; *Boletín Entomológico Mexicano* 15:77-91.

8. BIBLIOGRAFIA

1. Aguilera, H.N., 1990. "Tratado de Edafología de México"; *Universidad Autónoma Nacional de México*, México; 1ª. Edición; 1:222 pags.
2. Allen, S.E.; H.M. Grimshaw; J.A. Parkinson; C. Quarmby, 1974; "Chemical Analysis of ecological Materials". Black Well. Oxford 565 pags.
3. Benedicto, V. G. S., 1989; "Modificación de Algunas condiciones físicas, químicas y de la actividad biológica del suelo por incorporación de estiércoles"; Tesis de M. de C., *Colegio de Postgraduados Montecillo*, México; 110 pags.
4. Craven, E.S., M. W. Dix y G.E. Michaels, 1970; "Attine Fungus Gardens Contain Yeast", *Science*; 169:184-186.
5. Cruz, M. S., 1986; "Abonos Orgánicos"; *Universidad Autónoma de Chapingo*, México. 128 pags.
6. Deloya, C., 1988; "Coleópteros Lamellicornios asociados a depósitos de detrito de *Atta mexicana* (F. Smith) (Hymenoptera: Formicidae) en el Sur del estado de Morelos", México; *Folia Entomologica Mexicana* 75:77-91.

7. Duchaufur P,. 1978. "Manual de Edafología". Toray-Mason, Barcelona. 476 pags.
8. Flores, D.A. 1978 "Uso del suelo y de los fertilizantes en la época prehispánica, VIII Congreso Nacional de la Ciencia del Suelo", Sociedad Mexicana de la ciencia del Suelo. Saltillo, Coahuila. 1:272-282.
9. Fortanelli, M.J., 1981. "Sistemas de producción de cosechas de riego en cañadas y planicies de inundación aledañas a San Luis Potosí, S.L.P., México. pags. 71, 196.
10. Grande, L.R ., 1982. "Métodos para análisis físicos y químicos en suelos agrícolas". Universidad Autónoma de San Luis Potosí, Instituto de Investigación de Zonas Desérticas. 2a. Edición. 100 pags.
11. Haines, B., 1978. "Elements and Energy Flows Throug colonies of the leaf-cutting Ant, Atta colombica, in Panama". *Biotrópica* 10 (4):270-277.
12. Helrich, K., 1990. "Official Methods of Analysis of the Association of Official Analytical Chemysts, Inc., Arlington, Virginia, USA. pag. 17.

13. Jackson, M.L., 1970. "Análisis químico de los suelos", Traducción Beltrán, 2a.Edición. Editorial Omega. Barcelona, España. 662 pags.
14. Little, T. M., 1981. "Métodos estadísticos para la investigación en la agricultura". 3a Edición. Trillas, México. 270 pags.
15. Martin, M. M., Carman, R. M. and J. G. MacConell. 1969. "Nutrients Derived from the Fungus Cultured by the Fungus-Growing Ant *Atta colombica tonsipes*". *Annals of the Entomological Society of America*; 62(1):11-13.
16. Mela, M.P., 1966. "El suelo y los cultivos de Secano". *Agrociencia* 2a. Edición. Zaragoza, España 704 pags.
17. Mintzaer, A., 1979. "Foraging Activity of the Mexican Leaf-cutting Ant *Atta mexicana* (F. Smith), In Sonoran Desert Habitat (Hymenoptera:Formicidae)". *Insectes Sociaux*, Paris; 26(4):364-372.
18. Munsell Color Co In, 1954 "Munsell Soil Color Charts" Baltimore 18, Maryland U.S.A.
19. National Plant Food Institute. 1980. "Manual de fertilizantes". Editorial. Limusa, México, 292 pags.

20. Polanco, S. C. A. 1987, "Evaluación Agronómica de Deshechos agrícolas y agroindustriales con diferente relación carbono/nitrógeno", Tesis de M. en C., Colegios de Postgraduados, Chapingo, México. 186 pags.
21. Pratt, P.F., 1982. "El valor del estiércol en la Agricultura". Ing. J. Z. Castellanos y J.L. Reyes (Eds). *Memorias del I Ciclo Internacional de Conferencias Sobre la Utilización del Estiércol en la Agricultura*, Torreón, Coahuila, México. 79-84 pags.
22. Richards, L.A. et Al.1954."Diagnostico y Rehabilitación de los suelos salinos y sódicos". Editorial Limusa, México, 172 pags.
23. Rzedowky, J. 1965. "Vegetación del estado de San Luis Potosí", *Acta Científica Potosina*. 5(1 y 2): 5-291.
24. Rolfh, F. J. 1992."Numerical Taxonomy and Multivariate Analysis sistem". Exeter Software, New York.
25. Tamhane, R. V, D. P. Motiramani, Y. P. Bali, R.L. Danahue, 1978, "Suelos su química y fertilidad en zonas tropicales", Editorial Diana, México, 483 pgs.
26. Tisdale,S.L., W.L. Nelson, 1988, "fertilidad de los suelos y fertilizantes", *Uteha*, México, 2: 22 - 71.

27. Vargas, O.M.C., 1977, "Estudio Químico del estiércol y su manejo para conservar y aumentar sus propiedades fertilizantes", Trabajo recepcional, Universidad Autonoma de San Luis Potosi, México. 38 pgs.

28. Villanueva, O.B. 1977, "Fertilidad de suelos", Universidad Autonoma de Chapingo, México. 209 pgs.

29. Villanueva, O.B., C.A. Ortiz, 1987, "Edafología" 7a. edición, Chapingo, México. 371 pgs.

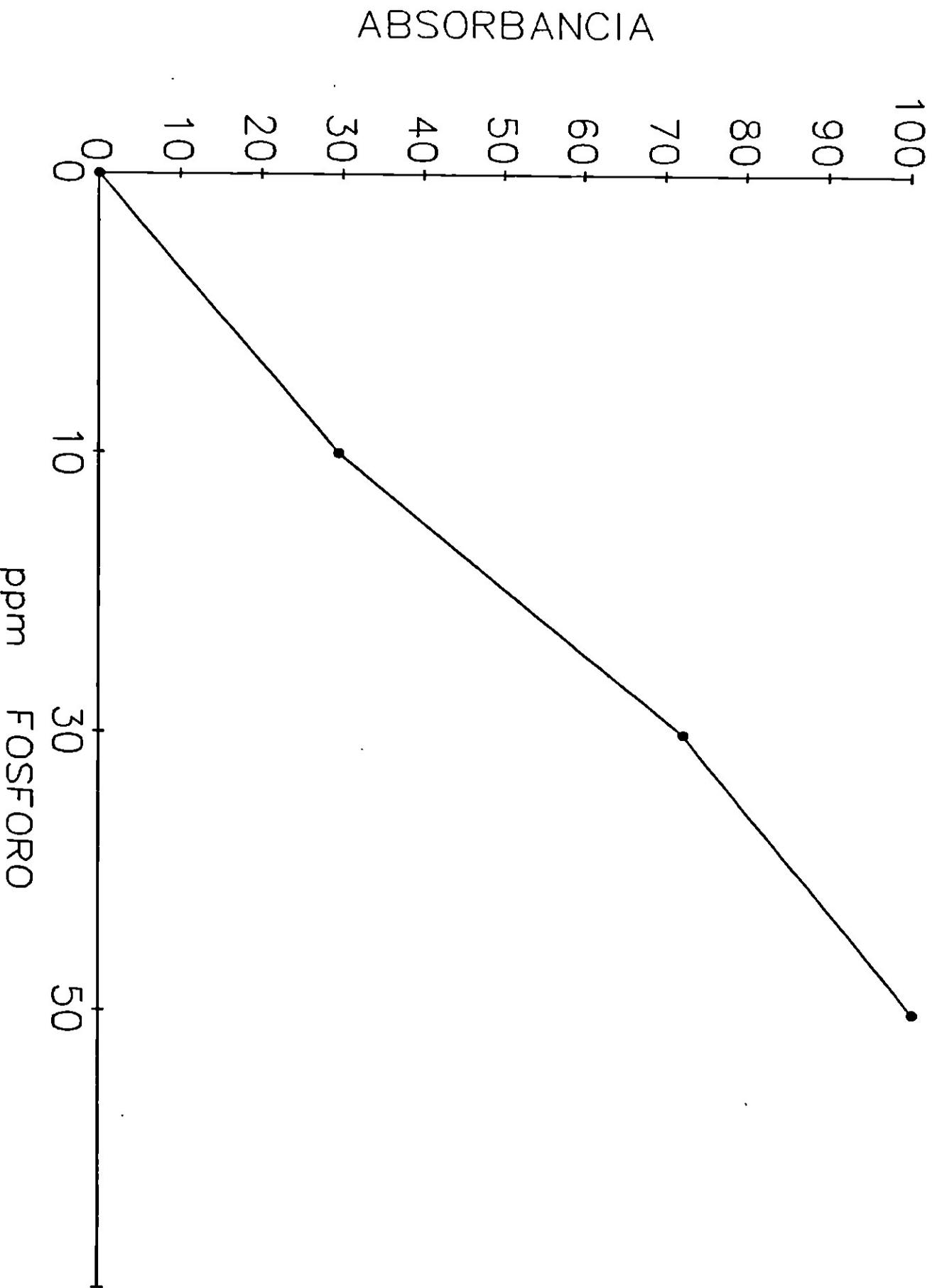
30. Wilson, E.O., 1971, "The Insect Societies", Harvard University Press Cambrigde, Massachuserrs. pp 41 - 48.

A P E N D I C E

9 A GRAFICA DE CALIBRACION PARA LA DETERMINACION DE FOSFORO.

Mg de P (50ml)	CONCENTRACION (ppm)	ABSORBANCIA
0.0	0.0	0.0
0.010	0.2	155.5
0.020	0.4	312.0
0.030	0.6	440.0
0.040	0.8	600.0

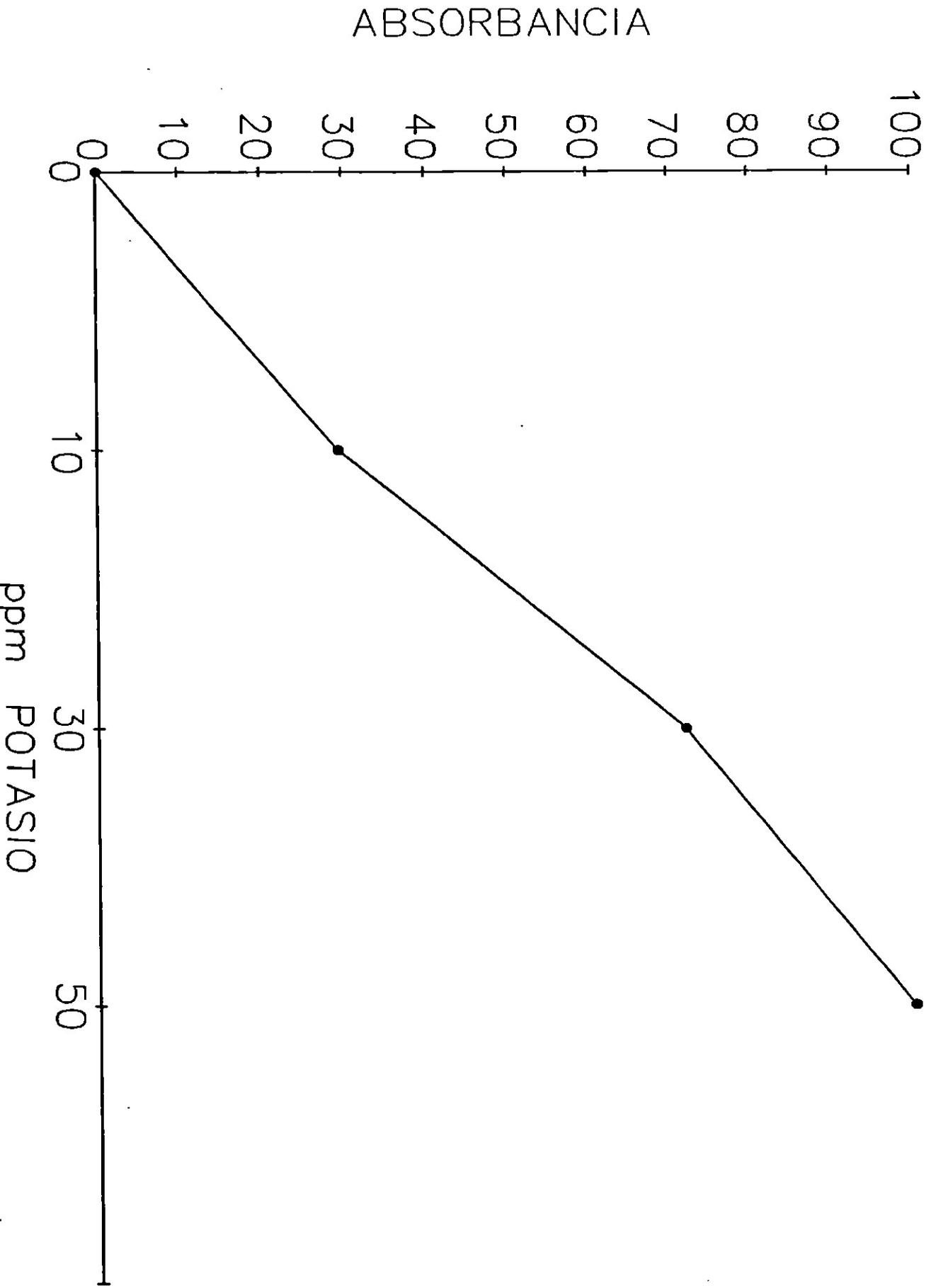
GRAFICA DE CALIBRACION PARA LA
DETERMINACION DE FOSFORO



9 B GRAFICA DE CALIBRACION PARA LA DETERMINACION DE POTASIO.

CONCENTRACION	ABSORBANCIA	ABSORBANCIA (X)
0.0	0.0	0.0
10.0	29.0,30.0	29.5
30.0	71.5,72.5	72.0
50.0	99.5,100.5	100.0

GRAFICA DE CALIBRACION PARA
LA DETERMINACION DE POTASIO



9 C DISTRIBUCION DE VERTEDEROS DE DETRITO EN CADA UNA DE LAS SEIS CLASES OBTENIDAS A PARTIR DEL ANALISIS MULTIVARIADO DE ELEMENTOS (Rolfh, 1992).

CLASE	NUMERO DE VERTEDERO
I	41
II	26, 31, 33, 37
III	5, 6, 10, 14, 15, 16, 17, 18, 27 30, 32, 34, 35, 36.
IV	3, 4, 13, 20, 21, 22, 23.
V	25, 38, 39, 40.
I	1, 7, 8, 9, 11, 12, 19, 29.

¹ Según Grande, 1982.

² Según Grande, 1982.

³ Según Grande, 1982.

⁴ Según Allen et al, 1974.

⁵ Según, Helrich, 1990.

⁶ Según Allen et al., 1974.

⁷ Según Allen et al. 1974.

⁸ Según Richards 1954.

⁹ Según Richards 1954.

* n= Número de vertederos en cada grupo.