ESTUDIO DE LAS FRACCIONES Y VOLATILIZACION DEL NITROGENO EN DOS SUELOS DE TURRIALBA, COSTA RICA

Tesis de Grado de Magister Scientiae

José Guillermo Suárez Montes

INSTITUTO INTERAMERICANO DE CIENCIAS AGRICOLAS DE LA OEA
Centro Tropical de Enseñanza e Investigación
Departamento de Cultivos y Suelos Tropicales
Turrialba, Costa Rica
Enero, 1972

ESTUDIO DE LAS FRACCIONES Y VOLATILIZACION DEL NITROGENO EN DOS SUELOS DE TURRIALBA, COSTA RICA

Tesis

Presentada al Consejo de la Escuela para Graduados
como requisito parcial para optar al grado de

Magister Scientiae

en el

Instituto Interamericano de Ciencias Agrícolas de la OEA

APROBADA: _____ Consejero
Mario Blasco L., Ph.D.

_____ Comité
Gilberto Páez, Ph.D.

_____ Comité
Kozen Igue, Ph.D.

_____ Comité
Rufo Bazán, Ph.D.

Enero, 1972

A María Bernarda

con todo mi cariño

A mis padres

A mis hermanos

A mi colega

León Ramiro Jaramillo C.

AGRADECIMIENTOS

El autor desea expresar su más sincero agradecimiento al Dr. Mario Blasco L., Consejero Principal, por su acertada orientación, valiosos consejos y estrecha colaboración prestada en el planeamiento y desarrollo del presente trabajo de tesis.

A los Drs. Gilberto Páez, Kozen Igue, Rufo Bazán, miembros del comité consejero, por sus valiosas enseñanzas, asesoramiento y colaboración que hicieron posible este trabajo.

Al Instituto Interamericano de Ciencias Agrícolas de la OEA por haber otorgado la beca.

Y a todas aquellas personas que de una u otra forma contribuyeron a la realización de este trabajo.

BIOGRAFIA

El autor nació en Cúcuta, Colombia el 26 de marzo de 1942.

Realizó sus estudios de bachillerato en el Colegio Salesiano de Cúcuta. Ingresó a la Fundación Universidad de Bogotá Jorge Tadeo Lozano en 1962, graduándose como Agrólogo en 1967.

En 1968-1969 cursó estudios de especialización en Pedología en el "Office de la Recherche Scientifique et Technique Outre-Mer", París, Francia, auspiciado por el Gobierno Francés en Cooperación Técnica.

Prestó sus servicios profesionales a la Corporación Autónoma Regional de la Sabana de Bogotá "C A R" en la Sección de Edafología y Laboratorio de Aguas y Suelos desde 1965 hasta 1970.

En 1970 se vinculó a la Facultad de Agrología de la Universidad de Bogotá Jorge Tadeo Lozano como profesor de prácticas de química y física de suelos.

En setiembre de 1970 ingresó a la Escuela para Graduados del Instituto Interamericano de Ciencias Agrícolas de la OEA en Turrialba, Costa Rica, habiendo obtenido el grado de Magister Scientiae en enero de 1972.

CONTENIDO

		Página
1.	INTRODUCCION	1
2.	REVISION DE LITERATURA	3
2.1.	Formas de nitrógeno	3
2.1.1.	Nitrógeno total	3
2.1.2.	Nitrógeno orgánico	4
2.1.3.	Nitrógeno inorgánico	5
2.1.4.	Mineralización del nitrógeno	6
2.1.4.1.	Factores principales que afectan la mineralización del nitrógeno	7
2.1.5.	Volatilización del nitrógeno	9
3.	MATERIALES Y METODOS	12
3.1.	Descripción general del área	12
3.1.1.	Localización y extensión	12
3.1.2.	Características ecológicas	12
3.1.3.	Características edafológicas	12
3.1.4.	Muestreo	13
3.2.	Análisis de laboratorio	14
3.2.1.	Fraccionamiento de nitrógeno	14
3.2.2.	Volatilización del nitrógeno	14
3.3.	Análisis estadístico	17
4.	RESULTADO	18
4.1.	Influencia del tipo de vegetación, la serie de suelo y la profundidad de muestreo sobre las diferentes fracciones de nitrógeno del suelo.	18
4.2.	Estudio de las relaciones entre las diferentes fracciones del nitrógeno del suelo	27
4.3.	Volatilización del nitrógeno	30

		Página
5.	DISCUSION	33
6.	CONCLUSIONES	44
7.	RESUMEN	46
7a.	SUMMARY	48
8.	LITERATURA CITADA	50
	APENDICE	62

LISTA DE CUADROS

Cuadro Nº		Página
1	Métodos empleados para determinar el N-Total y sus fracciones	15
2	Andeva del análisis multidimensional de las diferentes formas de Nitrógeno del suelo	22
3	Relación estructural entre las diferentes fracciones de N del suelo .....l.....	28
4	Análisis de variancia de la volatilización de Nitrógeno en los suelos de la serie La Margot y Colorado	31

LISTA DE FIGURAS

Figura Nº		Página
1	Representación gráfica de las formas totales de Nitrógeno en los suelos	19
2	Representación gráfica de las formas de N Inorgánico en los suelos estudiados	20
3	Representación gráfica de las formas de N orgánico en los suelos estudiados	21
4	Curva de volatilización del N en los suelos de las series La Margot y Colorado	32
5	Cambio en magnitud de $N\text{-}NH_4^+$ y $N\text{-}NO_3^-$ en las condiciones vegetales estudiadas	41

1. INTRODUCCION

El nitrógeno es uno de los elementos cuya evaluación en los suelos presenta mayores dificultades debido a que puede hallarse en diferentes estados de oxidación y reducción. Por eso, a pesar de que la determinación del nitrógeno total es un proceso analítico bien conocido, la diferenciación de sus distintas fracciones ha sido poco estudiada, máxime cuando hasta hace unos 15 años se consideraba que todo el N del suelo se encontraba formando parte de los compuestos orgánicos.

El estudio de las concentraciones y formas de nitrógeno se hace necesario para conocer su comportamiento en los suelos. Así la abundancia de compuestos orgánicos de naturaleza proteínica estará señalando una mayor disponibilidad nitrogenada por cuanto, los aminoácidos son facilmente degradados a NH_4^+ y NO_3^-. Por el contrario, la acumulación de compuestos nitrogenados de naturaleza aromática indicará un proceso lento de mineralización. Dentro de las formas inorgánicas se destaca la determinación del N-intercambiable, que por incluir tanto el $N\text{-}NH_4^+$ de cambio como el NH_4^+ y el NO_3^- procedente de la mineralización de la materia orgánica, constituye el índice de disponibilidad actual del nitrógeno del suelo. Debido a que el nitrógeno de los suelos es en su mayor parte orgánico, es importante estudiar cómo las distintas condiciones vegetales influyen en la concentración total y en la composición del nitrógeno, ya que esto ayudará a conocer qué cobertura vegetal produce las condiciones óptimas para la acumulación y degradabilidad del nitrógeno. Así mismo, es interesante estudiar algunas de las reacciones que, como la volatilización, más

influyen en el manejo del nitrógeno en el suelo; este fenómeno representa serias pérdidas económicas y por ello es conveniente saber cuál es el porcentaje de pérdida del nitrógeno, aplicado en forma de fertilizante.

Con base en las consideraciones anteriores, la presente investigación se efectuó con el fin de obtener información que permitiera un mayor conocimiento del nitrógeno y su volatilización en suelos bajo cobertura de bosque, pradera y cultivo, llenando los siguientes objetivos:

1. Estudiar el fraccionamiento de compuestos nitrogenados del suelo.
2. Determinar las formas inorgánicas del nitrógeno.
3. Estudiar la volatilización del nitrógeno en los suelos.

2. REVISION DE LITERATURA

2.1. Formas de nitrógeno

Hasta hace pocos años el nitrógeno de los suelos era conocido solamente por su forma total, pero se ignoraban muchas de sus reacciones por desconocerse sus distintas fracciones. Bremner (29) en 1950 y Rodrígues (110) en 1954 fueron quines impulsaron definitivamente las investigaciones del nitrógeno al estudiar sus formas orgánicas e inorgánicas respectivamente.

2.1.1. Nitrógeno total

Según Bremner (37) el contenido total de nitrógeno varía entre menos de 0,02% en el subsuelo a más de 2,5% en suelos de turba, señalando un rango de 0,06 a 0,5% de N para la capa arable. A su vez Birch y Friend (14) señalan para suelos de Africa Oriental valores que oscilan entre 0,05-2,5%. En suelos centroamericanos Díaz-Romeu, et al (57) encontraron un amplio rango de variación en el contenido de N total con valores extremos de 0,05% y 4,7% (promedio 0,493%). En general el porcentaje de Nitrógeno en los suelos tiende a aumentar con la precipitación y altitud, mientras que presenta una correlación inversa con la temperatura (79, 80). Además, Hardy (71) señala que esta generalización es válida cuando hay condiciones de aereación adecuada (más de 10% de oxígeno en el aire del suelo y menos de 5% de CO_2) y un apropiado suministro de agua (cantidad de agua por unidad de superficie de suelo igual o ligeramente en exceso a la evapotranspiración potencial).

Como norma se puede decir que el contenido de nitrógeno total de los suelos decrece gradualmente con la profundidad del perfil (37), sin embargo hay excepciones, como las que pueden ocurrir en suelos volcánicos, debidas a deposiciones sucesivas de cenizas volcánicas o debidas a sedimentos recientes, o a suelos sepultados (59, 92, 142).

2.1.2. Nitrógeno orgánico

En general la fracción orgánica del N representa del 85 al 95% del N-total (16). Alrededor de un tercio del nitrógeno total tiene naturaleza proteínica (29) pudiendo variar este porcentaje hasta un 50% del total en la capa superficial de los suelos (28, 33, 84, 85, 124), decreciendo este contenido a medida que se profundiza en el perfil (116, 121) y siendo afectada la concentración por la cubierta vegetal, fertilización y clima (50, 84, 105, 120).

Los amino ácidos constituyen del 20 al 50% de los ácidos húmicos (32). Dentro de la fracción orgánica los amino azúcares (hexosaminas) pueden representar entre el 5 y 10% del nitrógeno total (39, 117), pudiendo estas concentraciones variar ampliamente como lo demuestran trabajos de Stevenson (122, 123), que reportan incrementos con la profundidad en algunos perfiles, llegando hasta un 24% en el horizonte B de un planosol desarrollado bajo pradera. A su vez, Singh y Bhandari citados por Bremner (37) reportan para suelos áridos de la India valores hasta 40% de amino azúcares.

Los amino azúcares se presentan en muchas sustancias sintetizadas por los microorganismos (polisacáridos, antibióticos, etc.) y se ha

demostrado que la descomposición microbial de los residuos de las plantas es acompañado por síntesis de hexosaminas (37 .

2.1.3. Nitrógeno inorgánico

El nitrógeno inorgánico constituye del 5 al 15% del nitrógeno total del suelo, variando estos porcentajes no solamente con relación a las diferentes variables que inciden en el suelo, sino también en relación a los métodos analíticos utilizados. Así por ejemplo, Rodrígues (110) extrayendo el N inorgánico con HF: H_2SO_4 1 N obtuvo valores superiores al 20%. En trabajos efectuados en suelos de Colombia, los altos porcentajes de nitrógeno inorgánico corresponden a regiones áridas, mientras que los porcentajes más bajos son señalados para suelos volcánicos (15, 92, 127).

Como lo demuestran Adams y Stevenson (1) algunas rocas igneas (granitos y pegmátitas) y silicatos primarios (silicatos y micas), presentan contenidos de N inorgánico. Taimini et al (128) en suelos de Hawaii compuestos de materiales inorgánicos amorfos encontraron que el nitrógeno era retenido por las taranakitas, complejo relativamente insoluble de amonio y silice, hierro hidratado y fósforo.

La fracción nitrógeno nativo fijo pertenece a la forma de N inorgánico y se encuentra entre las láminas de las arcillas (39). La fijación del NH_4^+ nativo además de ser parte integrante de la red cristalina mineral puede ser inducida (11, 110). Ciclos de secamiento-humedecimiento repetidos son responsables de esta fijación (17, 137).

Dentro de las arcillas la caolinita es la que presenta menor poder de fijación de NH_4^+, la illita, vermiculita y montmorillonita presentan los mayores poderes de fijación (17, 110, 137). Bajo condiciones de humedad la vermiculita y las micas hidratadas pueden fijar $N\text{-}NH_4^+$ (6).

Como lo indican Aomine (9) y Walsh (136), la fijación de NH_4^+ aumenta con la profundidad del perfil. Asi mismo la fijación disminuye al aumentar la concentración de H^+ en los suelos (98).

El nitrógeno intercambiable constituye la otra fracción del N-inorgánico y representa por lo general el 2% del nitrógeno total, aunque aumenta significativamente en las regiones áridas y semiáridas (16). Esta fracción se encuentra retenida en la superficie de las arcillas.

La determinación se efectúa a partir de extracciones con sales de calcio que siempre extraen más $N\text{-}NH_4^+$ intercambiable que las soluciones de sales de potasio como lo demuestran los trabajos de Allison et al (6) y Blasco y Cornfield (20) debido al hecho de que el potasio contrae las láminas cristalinas de las arcillas, mientras que el calcio las expande, o que el calcio expande las láminas cristalinas más que el potasio, siendo más facilmente liberado el $N\text{-}NH_4^+$ utilizando calcio (6, 100).

2.1.4. Mineralización del nitrógeno

La mineralización o amonificación es la conversión de los compuestos orgánicos nitrogenados a amoniaco. Nitrificación es la conversión

de NH_4^+ a NO_3^-. El nitrógeno mineral es la suma de $N\text{-}NH_3$ + $N\text{-}NO_2^-$ + $N\text{-}NO_3^-$ (3, 15).

Como es bien sabido una gran diversidad de bacterias, hongos y actinomicetos pueden liberar amonio de compuestos orgánicos nitrogenados tanto en condiciones aerobias como anaerobias. El amoniaco posteriormente pasa a formas nitrícas bajo la acción de organismos especializados.

La nitrificación es efectuada por los microorganismos (nitrosomonas, nitrobacter) y en el suelo tiene lugar en la superficie de las partículas donde está adsorbido el amoniaco.

La nitrificación es un proceso aeróbico realizado por bacterias caracterizadas por su metabolismo quimoautotrófico obligatorio, derivando su energía completamente de la oxidación del amoniaco a nitrito y nitrato. Esta reacción se produce vía hidroxilamina. A continuación se presenta el esquema propuesto por Anderson (7).

$$\underset{\text{oxidación}}{NH_4^+ \longrightarrow (NH)_2} \longrightarrow \underset{\text{deshidrogenación}}{NH_2OH \longrightarrow (NHOH) \longrightarrow (NOH) \longrightarrow NO} \longrightarrow \underset{\text{oxidación}}{NO_2^- \longrightarrow NO_3^-}$$

Para catalizar la oxidación se requiere la presencia de cobre (7) necesario para la formación de hidroxilamina y hierro combinado a la citocroma que interviene en la respiración de los microorganismos (88).

2.1.4.1. Factores principales que afectan la mineralización del nitrógeno.

Los pHs óptimos para la formación de amoniaco, nitritos y

nitratos son 8,6, 7,2 y 6,5 respectivamente (3).

En medio ácido la acción inhibitoria del ácido nitroso, y en medio alcalino la disolución de las enzimas que lo forman restringe la oxidación de los nitritos (7, 24) de ahí que los nitritos se acumulan en suelos alcalinos, aunque pueden existir en suelos ácidos (107).

El efecto residual de aplicaciones de aluminio (18) y por otra parte la adición de calcio a suelos ácidos produce efectos estimulantes en la nitrificación (22, 51, 72).

Temperaturas altas (40-60ºC) son óptimas para la amonificación (15), mientras que las bajas temperaturas inciden en la acción de los microorganismos nitrificantes disminuyendo su producción (67), los cuales requieren temperaturas óptimas 24-30ºC (54).

Varios autores han señalado (21, 58) un rango de pF de 2,5-2,0 para que se produzca una mejor nitrificación, ya que el exceso de humedad disminuye la producción de nitratos y amoniaco, pues los microorganismos anaeróbicos son menos activos que los aeróbicos (58), así mismo bajos niveles de humedad inhiben más a los microorganismos oxidadores de nitritos que a los amonificantes (81).

La adición de materiales orgánicos al suelo deprime la mineralización del N ya que se produce desbalance de la relación C/N, inhibiéndose la acción de la proteinasa por los carbohidratos (16).

En relación a la cobertura vegetal Vlassak (132), señala que bajo condiciones de cultivo, o de pradera la nitrificación es bastante rápida, pero que en condiciones de bosque la mayor parte del N mineralizado se obtuvo como amoniaco. Respecto a la fracción arcillosa,

Kai y Harada (82) encontraron que la adición de montmorillonita y halloisita a soluciones de cultivo, estimulaba la producción de nitratos y nitritos, mientras que, la alófana disminuye la mineralización. Al respecto Bornemisza y Pineda (25) y Broadbent, et al (41) demuestran que la presencia de alófana tiende a disminuir la cantidad de NO_3^-. Probablemente esto es debido a la inhibición de la actividad enzimática de la proteasa (10), a desbalances nutricionales, y a la estabilización de los materiales orgánicos por la alófana (133).

2.1.5. Volatilización del nitrógeno

El nitrógeno a través de la volatilización puede ser perdido como N gaseoso, óxidos de nitrógeno y amoniaco (4).

En general el pH es uno de los factores determinantes de la volatilización, siendo mayores las pérdidas cuando la reacción del suelo es básica, incrementándose en aquellos suelos con valores altos de pH debido a la predominancia en su complejo de cambio de los cationes Na^+ y K^+ (4, 40, 90). Sin embargo la volatilización del nitrógeno también ocurre en suelos ácidos (19, 68, 69), siendo una de las causas la distribución dentro del perfil ácido, de materiales que producen reacciones básicas.

El aumento de temperatura se traduce en pérdidas de nitrógeno por volatilización (19, 48, 77, 135).

De acuerdo a Ernest y Massey (60) la temperatura afecta el equilibrio.

$$NH_4^+ \text{ adsorbido} \rightleftharpoons NH_4^+ \text{ en solución}$$

puesto que la hidrólisis del amonio aumenta con la Tº, por tanto su concentración se incrementa en la solución del suelo favoreciendo la posibilidad de pérdida a través de la volatilización.

La volatilización aumenta con la concentración de las aplicaciones y con la fuente utilizada. Desde el punto de vista práctico de aplicación de fertilizantes nitrogenados es conveniente enterrarlos a unos 7 cm de profundidad. Así las pérdidas por volatilización serán casi inexistentes debido al contacto del N liberado con los materiales del suelo y condiciones menos fluctuantes de Tº y humedad (40, 77, 90, 95, 116).

En relación a la humedad de suelo, no siempre hay acuerdo en las distintas investigaciones, probablemente por las implicaciones que se derivan de las reacciones químicas del N disuelto, con las arcillas y materiales orgánicos del suelo (16). Las pérdidas tienden a ser mayores en condiciones de anegamiento o de extrema sequedad (119). Las pérdidas en suelos anegados son ocasionadas por la evaporación del agua y en suelos muy secos por el incremento de la presión parcial del amoniaco, o sea por la alteración de la presión del NH_3 por exceso o carencia de humedad. Además en suelos anegados es donde procede realmente la desnitrificación por carencia de oxígeno, como lo demuestran Blasco y Cornfield (19) en estudios con $(NH_4)_2SO_4$ en suelos con 150% de humedad.

La volatilización del NH_3 en la superficie de los suelos básicos o mal tamponados, pobres en arcillas y materia orgánica puede ser considerable, disminuyendo el porcentaje de pérdidas de nitrógeno al

aumentar el porcentaje de arcilla, teniendo los productos nitrogenados mayor posibilidad de reaccionar al aumentar la capacidad de intercambio catiónico (95), cuando los materiales orgánicos nitrogenados se descomponen en, o cerca de la superficie del suelo, las pérdidas del NH_3 pueden ser grandes debido a que la producción amoniacal eleva el pH localmente (119). Por cada miliequivalente de NH_3 volatilizado desaparece un miliequivalente de hidrógeno (74).

3. MATERIALES Y METODOS

3.1. Descripción general del área

3.1.1. Localización y extensión

Los suelos en estudio están ubicados en el área del Centro Tropical de Enseñanza e Investigación del Instituto Interamericano de Ciencias Agrícolas de la OEA, en Turrialba, Costa Rica; con una elevación sobre el nivel del mar entre los 580 y 990 m (52).

3.1.2. Características ecológicas

El clima es cálido, excesivamente lluvioso y húmedo (45, 70). Según el mapa ecológico de Costa Rica elaborado por Holdridge (75) corresponde a Bosque Subtropical Húmedo.

La temperatura media, máxima y mínima mensuales son 22,27; 27,14 y 16,99 grados centígrados respectivamente, como promedio de los últimos 13 años. La precipitación media anual es de 2682,5 mm y 223,5 mm mensual como promedio de 27 años. La humedad relativa es de 87,7% (2).

3.1.3. Características edafológicas

Las dos series de suelos seleccionadas abarcan una extensión de 460,17 Has equivalentes a 41,13% del total (2).

a) Serie La Margot, fase normal

Se caracteriza por poseer terrenos de topografía plana a casi plana, con pendientes que varían del 1 al 4%. Al metro de

profundidad se notan, en ciertos sitios, rasgos de hidromorfismo, que se manifiestan por la presencia de la tabla de agua o moteados propios de drenaje imperfecto. En superficie se pueden encontrar cantidades variables de piedras o fragmentos rocosos. Esta serie se ha clasificado como un Inceptisol, Tropets y Typic Dystropets.

b) Serie Colorado

Los suelos de esta serie se sitúan en zonas de topografía montañosa, con pendientes que oscilan entre 15 y 30%; poseen un perfil extremadamente profundo con un contenido variable de material rocoso, presentando un drenaje bueno a moderadamente bueno. Se clasifican como Inceptisol, Tropepts y Typic Dystropets. Las características principales de cada serie se presentan en los Cuadros 1, 2, 3 y 4 del Apéndice.

3.1.4. Muestreo

Se tomaron muestras a dos profundidades 0-15 cm y 15-30 cm en las condiciones vegetales (bosque, cultivo y pradera). En cada condición vegetal se seleccionaron 3 lugares diferentes, conformándose para cada sitio una muestra compuesta integrada por varias submuestras.

Para la preparación de las muestras se siguieron las indicaciones de Cline (47). Las muestras debidamente homogeneizadas e identificadas fueron colocadas en bolsas de polietileno, posteriormente, fueron secadas al aire, molidas, y pasadas por un tamiz con mallas de 2 mm.

3.2. Análisis de laboratorio

3.2.1. Fraccionamiento de nitrógeno

En el Cuadro 1 se presenta la metodología empleada para determinar el nitrógeno total y sus fracciones. Para todas las destilaciones se utilizó el aparato micro-Kjeldahl diseñado por Müller (96). La hidrólisis de los suelos se realizó con un aparato de reflujo constante siguiendo las indicaciones de Bremner (35). Los resultados están expresados en base al peso de suelo seco al horno (105ºC).

3.2.2. Volatilización del nitrógeno

De acuerdo al método de Blasco y Cornfield (19), muestras de 10 gramos de suelo, tamizado a 2 mm y con humedad ajustada a 0,33 bares, se les aplicó 30, 60, 90 ppm de N en solución a partir de urea y el fertilizante 20-7-12-3-1,2; se incubaron a 30ºC en frascos (250 cc de capacidad) herméticamente cerrados.

Cada frasco tenía en su interior 2 'vials", uno de ellos con 0,2 gramos de peróxido de bario, humedecido con 2 gotas de solución saturada en hidróxido de bario, con el fin de suministrar O_2 a los microorganismos y recoger el CO_2 desprendido. El otro 'vial' contenía 1 ml de ácido sulfúrico 0,1 N, con el objeto de atrapar el N volatilizado.

La incubación se llevó por un período de 4 semanas. El N volatilizado se determinó por el método de Yuen y Pollard (141), desarrollando el color con reactivo Nessler.

La concentración de amonio se midió por medio de un expectro-

Cuadro 1. Métodos empleados para determinar el N-Total y sus fracciones.

Nitrógeno	Extractor		Selector Reactivo	Destilador		Observaciones*	Referencia
	Reactivo	Tiempo de contacto horas		Reactivo	Tiempo de contacto minutos		
N-Total	Mezcla H_2SO_4 + ac. salicílico	14	--	NaOH 1:1	20	--	36
N-Orgánico	--	--	--	--	--	a	127
N-Inorgánico total	N-HF:HCl-N**	24	--	H_3BO_3 + $Na_2B_4O_7 \cdot 10H_2O$	20	--	33
$N\text{-}NH_4^+$ intercambiable	$CaCl_2$ N	24	--	H_3BO_3 + $Na_2B_4O_7 \cdot 10H_2O$ $(SO_4)_3Ti_2$	20	--	20
NH_4^+ Nativo fijo	--	--	--	--	--	b	17
N-Mineral	NaCl N	0,5	--	MgO 12% $(SO_4)_3Ti_2$ $KMnO_4$	20	--	34

* a = Se obtuvo por diferencia entre el N-Total y el N-Inorgánico
b = Fue determinado por diferencia entre el N-Intercambiable y el N-Inorgánico

** N = Normalidad.

Cuadro 1 (continuación)

Nitrógeno	Extractor		Selector Reactivo	Destilador		Observaciones*	Referencia
	Reactivo	Tiempo de contacto horas		Reactivo	Tiempo de contacto minutos		
$N\text{-}NH_4^+$	NaCl - N	0,5	--	MgO 12%	20	--	34
$N\text{-}NO_3^-$	NaCl - N	0,5	$(SO_4)_3Ti_2$	MgO 12%	20	--	34
$N\text{-}NO_2^-$	NaCl - N	0,5	$KMnO_4$ + $(SO_4)_2\ Fe_3$	MgO 12% $(SO_4)_3Ti_2$	20	--	34
N-Mineralizado	NaCl - N	0,5	--	MgO 12% $(SO_4)_3Ti_2$ $KMnO_4$	20	c	34
$N\text{-}NH_4^+$ Hidrolizado	HCl 6 N	12		MgO Na OH 10 n	20	--	35
$N\text{-}NH_4^+$ + Hexosaminas (hidrolizado)	HCl 6 N	12	--	$PO_4^{\equiv}$ + $BO_3^{\equiv}$ + NaOH 10 n	20	--	35
Aminoácidos Hidrolizado	HCl 6 N	12	NaOH ac. citrico + ninhidrina	$PO_4^{\equiv}$ + $BO_3^{\equiv}$ NaOH 5 n	20	--	35
N-Total (Hidrolizado)	HCl 6 N	13	--	NaOH 10 n	20	--	35
N-Soluble en agua	H_2O	0,5	--	MgO 12%	20	--	56

*c = Se determinó después de 4 semanas de incubación, a capacidad de campo y 30ºC.

fotómetro Coleman Junior II modelo 6/20, usando una longitud de onda de 425 mμ.

3.3. Análisis estadístico

Los datos obtenidos fueron procesados en una computadora IBM-1130. El análisis estadístico utilizado para interpretar los resultados experimentales de investigación consistió de análisis de relación y de comparación. Entre los primeros se citan el estudio de las relaciones funcionales de las diferentes fracciones determinadas. La matriz de 14 x 14 fue obtenida a partir del residuo de un análisis de variancia llevado a cabo sobre las 14 variables, simultaneamente (formas de nitrógeno), independientemente de las demás fuentes de variación. Esta matriz permite el estudio de asociación dentro del conjunto suelo y subsuelo, simultaneamente.

El análisis de comparación utilizó la técnica factorial de la forma 2x2x3x3x4. Donde: 2 representa series de suelos, 2 fuentes de nitrógeno (urea, y fertilizante 20-7-12-3-1,2), 3 cubierta vegetal (bosque, cultivo y pradera), 3 sitios dentro de cada condición vegetal, 4 niveles de fertilizante aplicado, y Y volatilización como variable de respuesta. También se utilizó una función de 2^{o} orden para estudiar la tendencia de la respuesta.

4. RESULTADOS

4.1. Influencia del tipo de vegetación, la serie de suelo y la profundidad de muestreo sobre las diferentes fracciones de nitrógeno del suelo.

Los Cuadros 5 al 12 del Apéndice presentan los resultados químicos de las distintas fracciones de N y sus medias de tratamientos se expresan en las Figuras 1, 2 y 3. De acuerdo a estos datos (Cuadro 13 del Apéndice) el ámbito de concentración del N total está comprendido entre 1746 y 5574 ppm. El N orgánico varía de 1700 a 5480 ppm, mientras que la concentración del N inorgánico fue muy bajo (3% del N total) en cantidades que van de 52 a 116 ppm. Dentro de la fracción orgánica el resultado más llamativo corresponde a los aminoácidos en los que la concentración oscila entre 847 y 2447 ppm. En la fracción inorgánica los mayores correspondieron al N intercambiable (42-75 ppm). La relación C/N (ver Cuadro 14 del Apéndice) estuvo comprendida entre 6,1 y 10,7.

En el Cuadro 2 se presentan los valores del ANDEVA del análisis multidimensional usado para la interpretación de los resultados experimentales cuya interpretación se presenta a continuación.

El N-total se ve afectado considerablemente por el tipo de cobertura del suelo. Los suelos cubiertos por bosques y cultivos presentan una cantidad de N-total significativamente inferior ($P < 0,05$) al de los suelos con praderas. Como era de esperarse la profundidad, se relaciona con el contenido de N-total, así la capa superficial (0-15 cm) presenta mayor contenido de N-total.

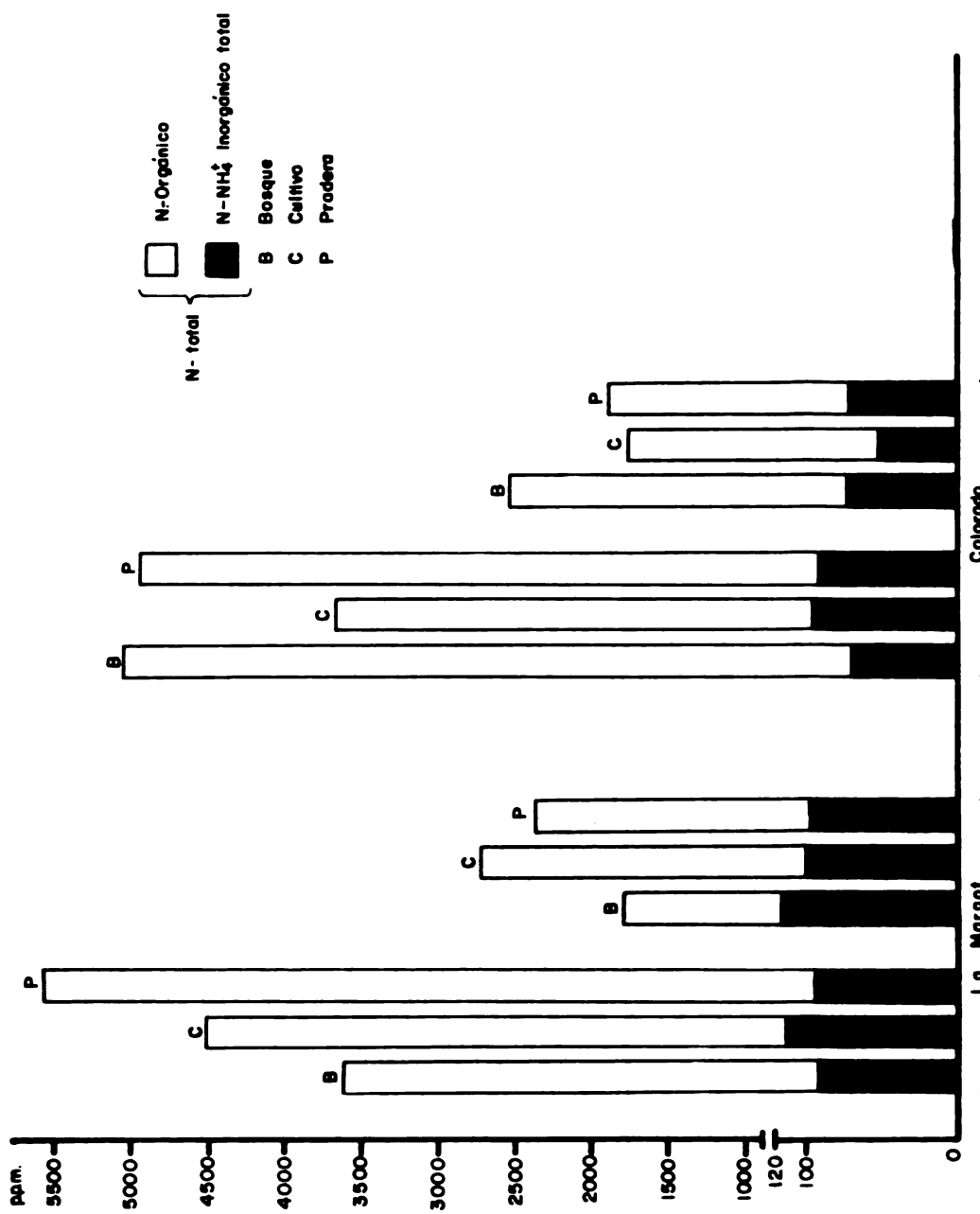


Fig. I- Representación gráfica de las formas totales de Nitrógeno en los suelos

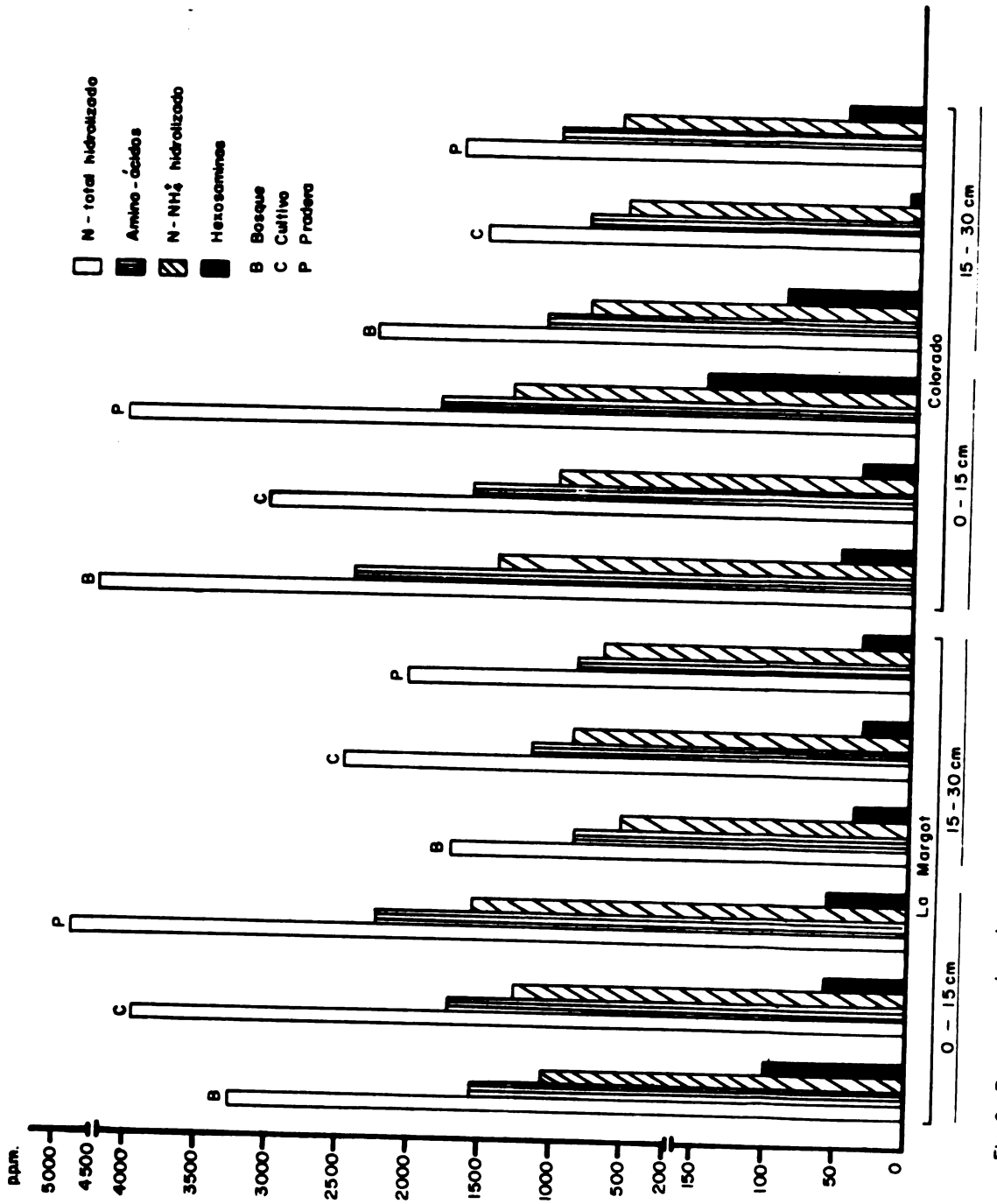


Fig. 2- Representación gráfica de las formas de N. orgánico en los suelos estudiados

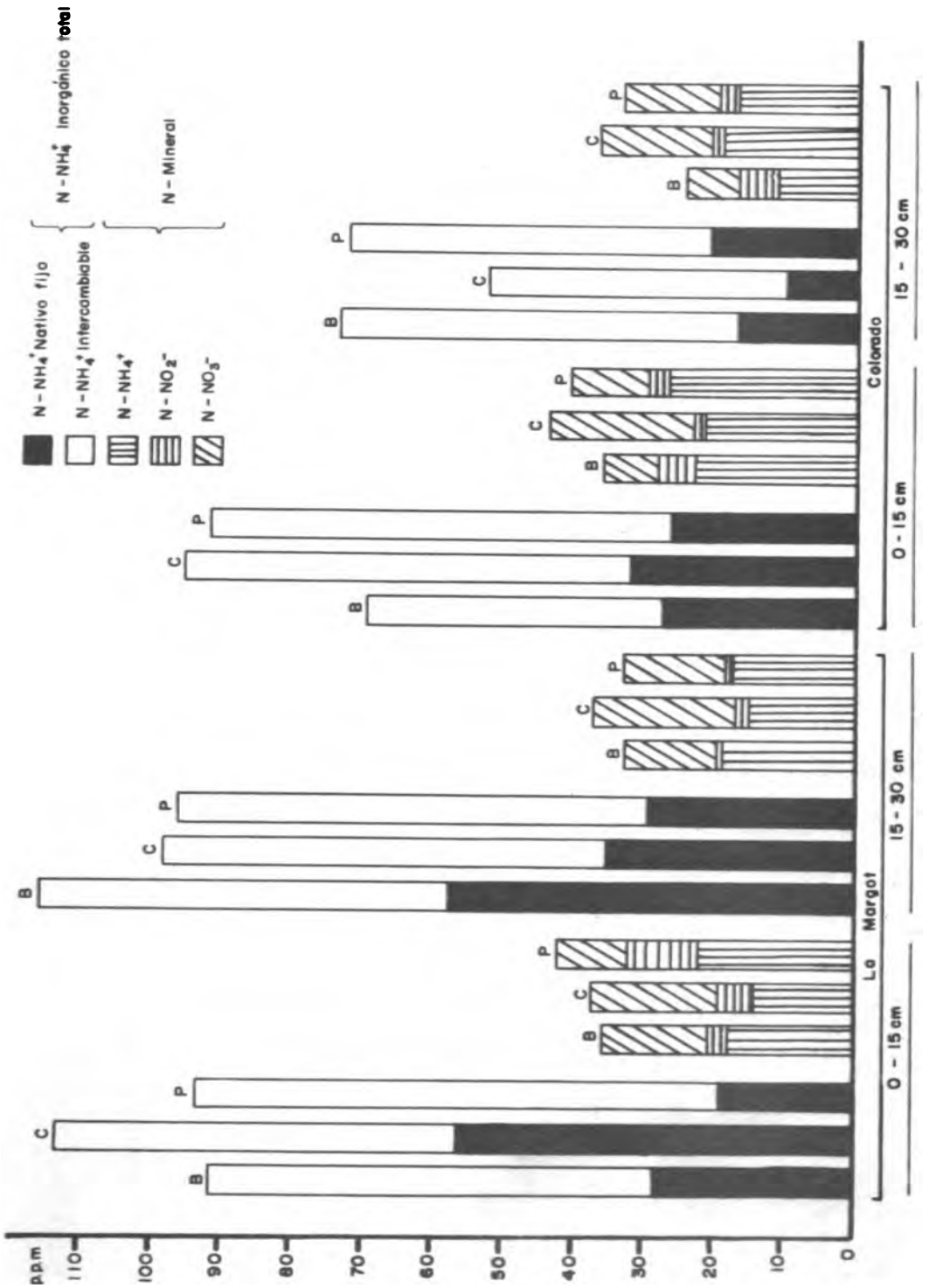


Fig. 3- Representación gráfica de las formas de N. inorgánico en los suelos estudiados

Cuadro 2. Andeva del análisis multidimensional de las diferentes formas de Nitrógeno del suelo.

F.V.	G.L.	Cuadrados medios				
			N-Inorgánico	$N\text{-}NH_4^+$ Nativo Fijo	$N\text{-}NH_4^+$ intercambiable	N-Orgánico
Entre vegetación (A)	2	2398562,67*	2441,38	1883,47	92,84	2424866,07*
Bosque Cultivo vs Pradera	1	4731524,01**	520,67	857,67	41,04	4815891,01**
Bosque vs Cultivo	1	65601,34	4362,10	2909,27	144,64	33841,14
Serie La Margot vs Colorado (B)	1	2086555,00	175,25	10,06	210,54	2110422,50
Profundidad 0-15 cm vs 15-30 (D)	1	51053456,10**	561,45	85,47	1170,15	50715344,10**
Interacción A B	2	127307,82	862,75	22,09	614,18	966313,10
Interacción A D	2	869516,62	1235,76	264,83	382,93	859279,00
Interacción B D	1	45816,45	66,94	746,29	369,15	42394,40
Error (combinado)	26	633495,37	1105,94	1069,63	248,60	627803,12
TOTAL	35	57214710,03	6449,47	4081,84	3088,39	57746422,29

* Significativo ($P \leq 0,05$)

** Significativo ($P \leq 0,01$)

Cuadro 2 (continuación)

F.V.	G.L.	Cuadrados medios			
		$N\text{-}NH_4$ Hidrolizado	Hexosaminas Hidrolizado	Amino-ácidos Hidrolizado	N-Total Hidrolizado
Entre vegetación (A)	2	146457,20	84,50	503588,44*	2065075,37*
Bosque Cultivo vs Pradera	1	279862,56*	1,40	1006906,25**	3757473,00**
Bosque vs Cultivo	1	13051,84	167,80	270,64	372677,75
Serie La Margot vs Colorado (B)	1	140465,31	6133,77	382636,06	1732808,50*
Profundidad 0-15 cm vs 0-30 (D)	1	3247509,50**	8801,85	7881818,01	34914552,09**
Interacción A B	2	44949,22**	7470,18	3461,21	469149,84
Interacción A D	2	86935,24	4111,25	420345,79*	714648,03
Interacción B D	1	3035,23	302,35	1199,55	9850,82
Error (combinado)	26	51621,96	3203,30	93779,68	401242,43
TOTAL	35	3720973,66	30107,30	9286828,74	40307327,08

Cuadro 2 (continuación)

F.V.	G.L.	Cuadrados medios				
		N-Total Mineral	$N\text{-}NH_4^+$	$N\text{-}NO_3^-$	$N\text{-}NO_3^-$	N-soluble en agua
Entre vegetación (A)	2	63,40	65,32	143,07*	38,08*	14,39
Bosque Cultivo vs Pradera	1	78,27	0,44	279,31**	72,80**	28,78
Bosque vs Cultivo	1	48,54	130,20*	6,84	3,35	0,00
Serie La Margot vs Colorado (B)	1	55,78	20,98	19,49	2,33	8,30
Profundidad 0-15 cm vs 15-30 (D)	1	349,13*	167,10*	3,47	58,06*	122,07*
Interacción A B	2	80,91	20,80	93,75	2,86	1,01
Interacción A D	2	56,90	62,78	6,57	12,02	23,28
Interacción B D	1	0,10	47,11	18,30	8,39	3,53
Error (combinado)	26	47,55	23,90	33,33	8,76	17,55
TOTAL	35	653,77	407,99	317,98	130,49	190,13

En las fracciones N-inorgánico total, $N\text{-}NH_4^+$ nativo fijo y el $N\text{-}NH_4^+$ intercambiable se observa que no existen respuestas diferenciales para los factores de variación estudiados.

En la fracción N-orgánico se constata que existen efectos diferenciales de la vegetación y profundidad de muestreo. La cantidad de N-orgánico encontrado en los suelos cubiertos con pradera es más elevada ($P < 0,05$) que la encontrada en los suelos de bosque y cultivo. El contenido de N-orgánico disminuye a medida que se profundiza en el perfil.

A excepción de la fracción hexosaminas donde no hubo respuesta diferencial entre los diferentes factores de variación estudiados, se observa que en el $N\text{-}NH_4^+$ hidrolizado, los aminoácidos, y el N-total hidrolizado existen diferencias estadísticamente significativas ($P< 0,05$) según la cobertura vegetal, la profundidad, Interacción vegetación - serie de suelos e Interacción vegetación - profundidad. El $N\text{-}NH_4^+$ del hidrolizado de los suelos con pradera presentan contenidos significativamente superiores ($P < 0,05$) a los observados en los suelos con bosque y cultivo, ocurriendo lo mismo en la capa superficial (0-15 cm) de estos suelos donde se presentan los más altos valores de $N\text{-}NH_4^+$ hidrolizado. Los suelos de la serie La Margot cubiertos con pradera presentan los más altos contenidos de $N\text{-}NH_4^+$.

La cantidad de aminoácidos presentes en los suelos con bosques y cultivos son significativamente inferiores ($P < 0,05$) al de los suelos con pradera. El contenido de aminoácidos es más elevado en la capa superficial.

Para el N-total hidrolizado, la capa superficial (0-15 cm) de los suelos con pradera en la serie La Margot presenta valores significativamente superiores ($P < 0,05$) a los encontrados en suelos cubiertos con bosque y cultivo.

En el nitrógeno mineral de estos suelos se observan efectos diferenciales ($P < 0,05$) para la zona de mayor actividad microbiana (0-15 cm), donde se obtuvieron las más altas cantidades (Cuadros 11 y 12 del Apéndice). En la fracción $N\text{-}NH_4^+$ se encuentra que existen diferencias significativas para los suelos cubiertos con bosque y cultivo, como también en profundidad. Los contenidos de $N\text{-}NH_4^+$ de los suelos con bosque son significativamente superiores ($P < 0,05$) al de los suelos con cultivo. Los más altos valores de $N\text{-}NH_4^+$ se presentan en la capa superficial.

Los suelos cubiertos con pradera presentan cantidades de $N\text{-}NO_3^-$ significativamente inferiores ($P < 0,05$) a la de los suelos con bosque y cultivo.

La fracción $N\text{-}NO_2^-$ señala respuesta diferencial; observándose los más altos valores para los suelos con pradera. Así mismo para la capa superficial se detectan las más altas concentraciones de esta fracción. La prueba de incubación realizada con las muestras superficiales (0-15 cm) demostró que el N mineral aumentaba (ver Cuadro 16 del Apéndice) al controlar durante 4 semanas las condiciones de temperatura (30ºC) y humedad (0,33 bares).

Para el N-soluble en agua existe diferencia significativa en la profundidad. Las cantidades más elevadas de esta fracción se presentan en la capa superficial.

4.2. Estudio de las relaciones entre las diferentes fracciones del nitrógeno del suelo.

En el Cuadro 3 se pueden observar las relaciones funcionales entre las formas de nitrógeno determinadas. Esta matriz de correlación permite el estudio de asociación dentro del conjunto. La interpretación de las diferentes fracciones de nitrógeno del suelo de acuerdo a su porcentaje de asociación (R^2 x 100) se presenta a continuación.

La relación entre el N-total (x_1) del suelo y las formas N-orgánico (x_5) $N\text{-}NH_4^+$ hidrolizado (x_6), N-total hidrolizado (x_7) tienen un porcentaje de asociación muy fuerte, ello implica una elevada dependencia de las fracciones del N con respecto al N-total (x_1). La intensidad de asociación de los aminoácidos (x_8) con respecto al N-total (x_1) de los suelos es elevada. Para las demás fracciones ($N\text{-}NH_4^+$ inorgánico total (x_2), $N\text{-}NH_4^+$ intercambiable (x_4), $N\text{-}NH_4^+$ nativo fijo (x_3), hexosaminas (x_7), N-total mineral (x_{10}), $N\text{-}NH_4^+$ (x_{11}), $N\text{-}NO_3^-$ (x_{12}), $N\text{-}NO_2^-$ (x_{13}), N-soluble en agua el porcentaje de asociación es bajo.

El $N\text{-}NH_4^+$ inorgánico total (x_2), presenta muy fuerte porcentaje de asociación en relación al contenido de $N\text{-}NH_4^+$ nativo fijo (x_3) del suelo, mientras que con el resto de las fracciones tiene un porcentaje de asociación bajo. El contenido de $N\text{-}NH_4^+$ nativo fijo (x_3) del suelo presenta bajo porcentaje de asociación en relación al resto de formas de N-estudiadas.

Cuadro 3. Relación estructural entre las diferentes fracciones de N del suelo.

x_1	x_2	x_3	x_4	x_5	x_6	x_7	x_8	x_9	x_{10}	x_{11}	x_{12}	x_{13}	x_{14}	
1,000	-0,085	-0,181	0,216	0,998	0,934	0,468	0,862	0,977	0,169	0,025	0,141	0,088	0,090	x_1
	1,000	0,896	0,191	-0,132	-0,169	-0,162	-0,071	-0,003	0,233	-0,309	0,414	0,141	0,356	x_2
		1,000	-0,262	-0,224	-0,273	-0,073	-0,139	-0,107	-0,078	-0,428	0,135	0,116	0,407	x_3
			1,000	0,206	0,235	-0,190	0,152	0,230	0,683	0,273	0,602	0,052	-0,127	x_4
				1,000	0,936	0,475	0,860	0,972	0,158	0,041	0,120	0,081	0,073	x_5
					1,000	0,297	0,896	0,926	0,093	-0,044	0,059	0,168	0,048	x_6
						1,000	0,078	0,454	0,108	0,239	-0,035	0,009	0,049	x_7
							1,000	0,840	0,085	-0,175	0,185	0,066	0,018	x_8
								1,000	0,202	0,028	0,194	0,054	0,109	x_9
									1,000	0,501	0,883	-0,066	0,118	x_{10}
										1,000	0,204	-0,568	-0,158	x_{11}
											1,000	-0,184	0,201	x_{12}
												1,000	0,092	x_{13}
													1,000	x_{14}

x_1 = N-total
x_2 = $N\text{-}NH_4^+$ Inorgánico total
x_3 = $N\text{-}NH_4^+$ nativo fijo
x_4 = $N\text{-}NH_4^+$ Intercambiable
x_5 = N-Orgánico
x_6 = $N\text{-}NH_4^+$ hidrolizado
x_7 = Hexosaminas
x_8 = Aminoácidos
x_9 = N-Total hidrolizado
x_{10} = N-Mineral
x_{11} = $N\text{-}NH_4^+$
x_{12} = $N\text{-}NO_3^-$
x_{13} = $N\text{-}NO_2^-$
x_{14} = N-soluble en agua

El $N\text{-}NH_4^+$ intercambiable presenta una asociación mediana con los contenidos de N mineral (x_{10}), y los $N\text{-}NO_3^-$ (x_{12}) presentes en estos suelos. La relación entre el $N\text{-}NH_4^+$ intercambiable y las demás formas estudiadas tienen un porcentaje de asociación bajo.

La relación del N-orgánico (x_5) con $N\text{-}NH_4^+$ hidrolizado (x_6) y N-total proveniente del hidrolizado se caracteriza por una muy fuerte asociación, siendo fuerte para la fracción aminoácidos (x_8) y baja para las demás fracciones. La muy fuerte asociación entre el N-orgánico y el $N\text{-}NH_4^+$ hidrolizado demuestra que este tiene origen orgánico, que por las reacciones químicas empleadas debe atribuirse a la hidrólisis de las amidas y a una pequeña desaminación del N proteínico.

El porcentaje de asociación que existe entre el $N\text{-}NH_4^+$ hidrolizado (x_6) y las formas aminoácidos (x_8) y N-total hidrolizado (x_9) es muy fuerte, a la vez se observa una asociación baja en las demás fracciones determinadas. La fracción hexosaminas (x_7) presenta una asociación baja con respecto a las demás formas de nitrógeno estudiadas y no muestra dependencia con estas variables. Los aminoácidos (x_8) presentan una fuerte dependencia con el contenido de N-total hidrolizado (x_9), siendo bajo el porcentaje de asociación para el resto de fracciones en estudio. Las relaciones entre el N-total hidrolizado (x_9) y las demás fracciones tienen un porcentaje de asociación bajo.

La relación entre el N-mineral (x_{10}) y el $N\text{-}NO_3^-$ (x_{12}) tiene un muy fuerte porcentaje de asociación, siendo media para la fracción $N\text{-}NH_4^+$ (x_{11}) y baja para la fracción $N\text{-}NO_2^-$ (x_{13}) y el N-soluble en agua (x_{14}). La intensidad de asociación del NH_4^+ (x_{11}) y el $N\text{-}NO_2^-$

(x_{13}) es mediana, y no se presenta dependencia con los contenidos de $N\text{-}NO_3^-$ (x_{12}) y N-soluble en agua. A la vez, la relación entre los $N\text{-}NO_3^-$ (x_{12}) y los contenidos de $N\text{-}NO_2^-$ (x_{13}) y N-soluble en agua (x_{14}) da un porcentaje de asociación bajo, al igual que ocurre entre el $N\text{-}NO_2^-$ (x_{13}) y el N-soluble en agua (x_{14}).

4.3. Volatilización del nitrógeno

En el Cuadro 4 y la Figura 4 se observan los resultados del ANDEVA y la cantidad de N volatilizado, cuya interpretación es la siguiente:

El ANDEVA muestra que existen efectos diferenciales ($P < 0,05$) en las dosis de N-aplicado, series de suelos y la interacción dosis-fuentes de fertilizantes empleados, pero no se presentan diferencias significativas para los demás factores en estudio.

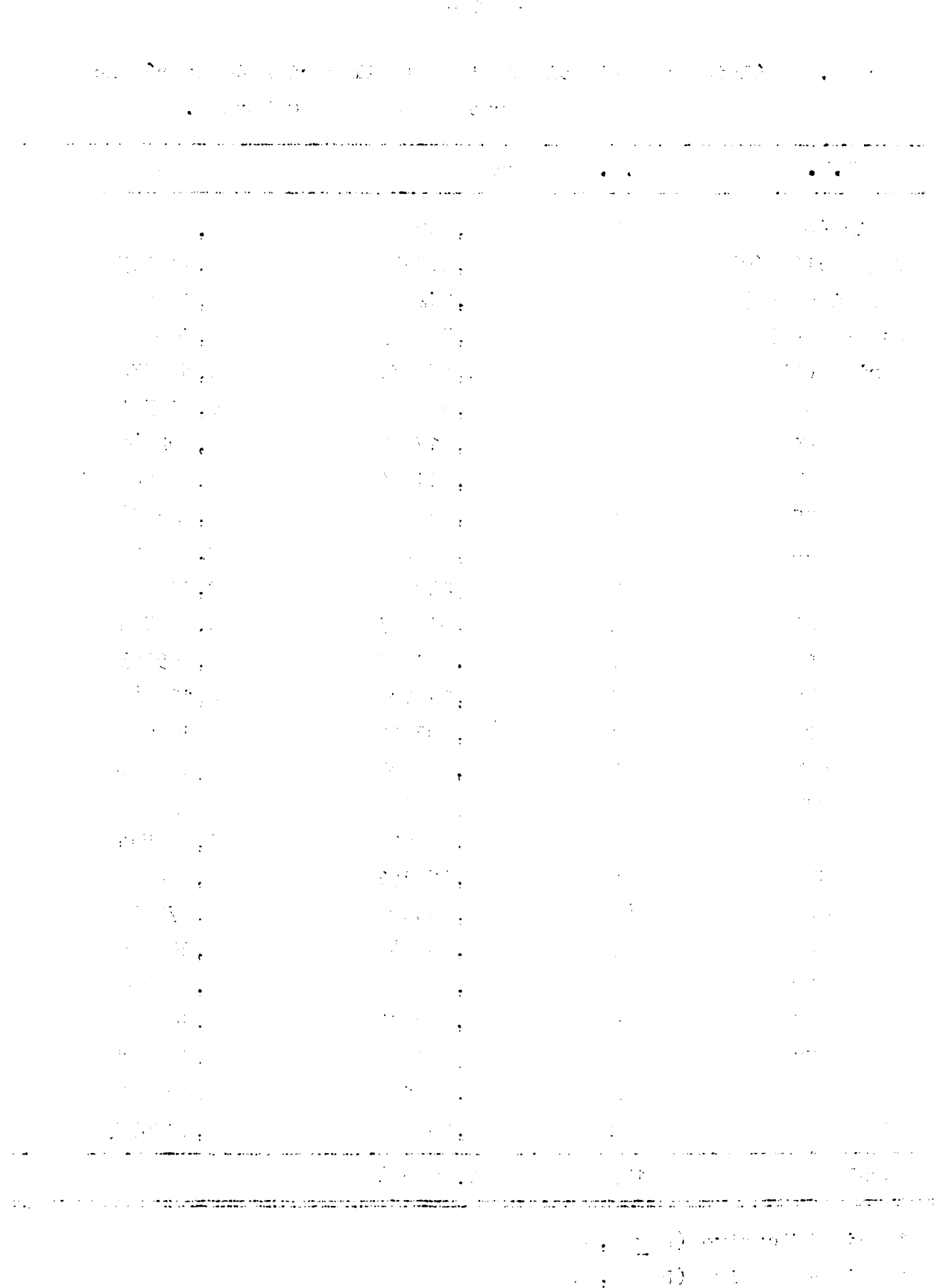
De acuerdo a la Figura 4, la producción de NH_4^+ es bastante insensible a la aplicación de dosis crecientes de N en estos suelos. Sin embargo, es interesante resaltar la tendencia de la producción de amonio que aumenta en la tasa de 0,0019 ppm por cada ppm de N aplicado al suelo. Este incremento alcanza su máximo a la dosis de aproximadamente 38 ppm de N aplicado. A partir de este punto la producción de NH_4^+ muestra tendencia a disminuir a razón de 0,000025 ppm por ppm de N suministrado.

Cuadro 4. Análsis de variancia de la volatilización de Nitrógeno en los suelos de la serie La Margot y Colorado.

F.V.	G.L.	Suma de cuadrados	Cuadrados medios	
Dosis (D)	3	1,702575	0,567525	**
Vegetación (C)	2	0,223430	0,111715	
Localidad (L)	2	0,232263	0,116131	
Fuentes (F)	1	0,364173	0,364133	
Series (S)	1	4,888336	4,888336	**
DC	6	0,446068	0,074344	
DL	6	1,217067	0,202844	
DF	3	1,111686	0,370562	*
DS	3	0,668742	0,222914	
CL	4	0,199652	0,049913	
CF	2	0,220013	0,110006	
CS	2	0,498763	0,249381	
LF	2	0,171347	0,085673	
LS	2	0,240680	0,120340	
FS	1	0,105062	0,105062	
DCL	12	1,524843	0,127070	
DCF	6	0,782040	0,130340	
DCS	6	0,279069	0,046511	
CLF	4	0,050152	0,012538	
CLS	44	0,309902	0,077475	
LFS	2	0,537540	0,268770	
DLF	6	0,754540	0,125756	
DLS	6	0,617318	0,102886	
DFS	3	0,381575	0,127191	
CFS	2	0,207124	0,103562	
ERROR	52	6,633014	0,12755796	
Total	143	24,366974		

* Significativo ($P \leq 0,05$)

** Significativo ($P \leq 0,01$)



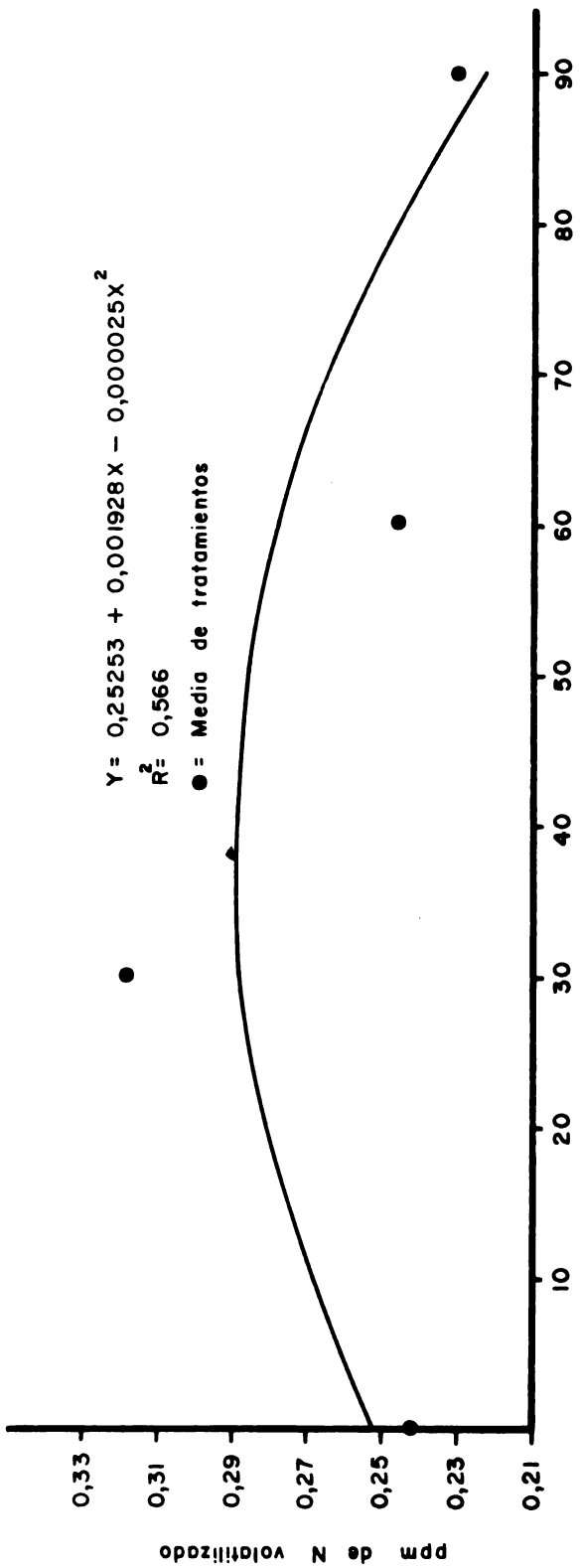


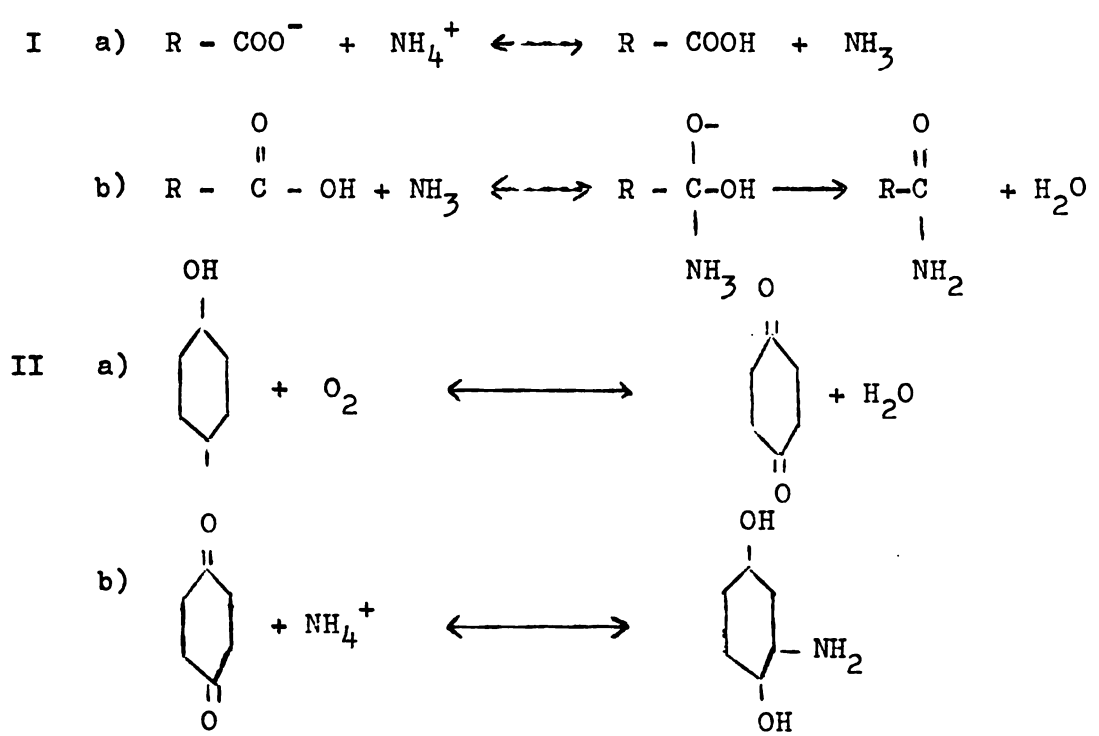
Fig. 4— Curva de volatilización del N en los suelos de las series La Margot y Colorado.

5. DISCUSION

Los suelos de pradera poseen mayor contenido de nitrógeno total que los suelos cubiertos de cultivo y bosque. Hardy (71) ha anotado el hecho de que la acumulación de N, además de estar influída por los factores de temperatura, precipitación y altitud, está directamente relacionada con la masa de producción vegetal. Algunos investigadores (27, 139) indican que las praderas incorporan mayor cantidad de material al suelo. La fuerte asociación encontrada entre N-total y N-orgánico demuestra, que el N de los suelos es dependiente de los compuestos orgánicos nitrogenados. Este resultado confirma la teoría general (11, 37, 81) de que la concentración de N en los suelos disminuye al aumentar la profundidad en el perfil. En promedio el N orgánico contribuye a formar, en estos suelos, el 97% del N total. Desde el punto de vista bioquímico, el proceso de degradación de la materia orgánica es una reacción oxidativa que no es favorecida por las condiciones ácidas; de ahí que en los suelos estudiados, se observe este elevado porcentaje de N-orgánico. Al respecto, Díaz-Romeu *et al* (57) señalan al pH del suelo como el factor más importante para la acumulación de materia orgánica en suelos de Centroamérica y lo mismo se desprende del estudio de Silva y Schaefer (113) para suelos de Chile.

Es interesante destacar la fuerte relación del N-total, con el N orgánico y con el N total hidrolizado. Esto se puede atribuir a la hidrólisis ácida de los suelos, que está relacionada directamente con la liberación del N a partir de los compuestos orgánicos (35, 124).

La cantidad de $N\text{-}NH_4^+$ inorgánico es inferior, comparada con la de los suelos de constitución mineralógica (<2 μ) cristalina (33, 93, 127). Este hecho concuerda con los resultados obtenidos en Hawaii (91) y Colombia (23, 92) para suelos originados de materiales volcánicos. Cabe sugerir que la determinación del $N\text{-}NH_4^+$ inorgánico puede ser de ayuda para interpretar el origen de los suelos. Más aún, este análisis que hasta la fecha se ha omitido, debería ser tenido muy en cuenta por los investigadores que estudian la mineralogía de los suelos con influencia volcánica y proponen la existencia de la hissingerita $Fe_2O_3 \cdot 2SiO_2 \cdot nH_2O$- (12, 73, 97, 126). En espectofotometría infrarroja la banda de 1400 cm^{-1} (7,1 μ) corresponde tanto al $N\text{-}NH_4^+$ como a la hissingerita. Es posible que la pequeña cantidad de $N\text{-}NH_4^+$ inorgánico encontrada se deba a los dos tipos de reacciones propuestas a continuación:



La reacción I conduce a la formación de amidas al ser sustituidos uno ó más átomos de Hidrógeno del NH_4^+ por radicales acílicos.

La reacción II significa una oxidación de fenoles con el consiguiente paso a quinona, que se condensa con el NH_4^+, para dar origen a sustancias húmicas. Ambas reacciones contemplan oxidación (en la reacción I), la oxidación produce el cambio de metoxilos a carboxilos y está demostrado (99, 101, 115) que la retención del N por la materia orgánica de los suelos aumenta con la oxigenación. Los suelos derivados de materiales volcánicos son más porosos (62), y por tanto con mayor probabilidad de oxigenación, que otras clases de suelos.

La abundancia de aluminio en estos suelos (12, 65, 66) también ayuda a explicar la deficiencia de $N\text{-}NH_4^+$ inorgánico. El aluminio en forma de $Al(OH)_2^+$ y $Al(OH)^{2+}$, puede prevenir la retención del $N\text{-}NH_4^+$ por las arcillas (108). Además, el aluminio que ocupa posiciones de intercambio es dificilmente sustituible por $N\text{-}NH_4^+$ (43).

La importante relación entre el $N\text{-}NH_4^+$ inorgánico total y el $N\text{-}NH_4^+$ nativo fijo por una parte, y la escasa asociación entre el $N\text{-}NH_4^+$ inorgánico y el $N\text{-}NH_4^+$ intercambiable por otra, demuestran que mientras la fracción, $N\text{-}NH_4^+$ nativo fijo es un constituyente de la forma mineral, el $N\text{-}NH_4^+$ intercambiable es más independiente como reflejo de las variaciones de la solución del suelo, y no de la misma constitución de la partícula coloidal inorgánica.

Dentro del $N\text{-}NH_4^+$ inorgánico total, la fracción $N\text{-}NH_4^+$ nativo fijo es superada en concentración por el $N\text{-}NH_4^+$ intercambiable;

resultado bastante lógico porque para la existencia del fenómeno de fijación es necesario que el $N\text{-}NH_4^+$ (radio iónico 1,43 Å) quede atrapado en los espacios interlaminares, y este bloqueo, salvo en el caso de la vermiculita (144), ocurre cuando la deshidratación permite la contracción de esos espacios a medidas más pequeñas que el radio iónico del $N\text{-}NH_4^+$ (64, 100, 102). El habitat donde se desarrollan los suelos y su gran capacidad de retención de humedad (2) son contrarios al proceso de deshidratación.

Es evidente que, además del mecanismo físico, hay otras causas que impiden la fijación del $N\text{-}NH_4^+$, la presencia de aluminio y la estabilización de materiales orgánicos por la alófana (25) interfieren con la fijación de NH_4^+ (46, 63).

El $N\text{-}NH_4^+$ intercambiable es pequeño probablemente queda inmovilizado por los materiales orgánicos; la retención de $N\text{-}NH_4^+$ se obstaculiza por los materiales inorgánicos amorfos y los complejos ferro- y alumino-orgánicos presentes en los sitios de intercambio (44, 143). Según Tokudome y Kanno (130), la formación de estos complejos es mucho más abundante en suelos derivados de materiales volcánicos que de otros materiales parentales.

Los valores encontrados para la fracción $N\text{-}NH_4^+$ intercambiable demuestra que ésta procede no solamente de los procesos bioquímicos del suelo sino también de otras reacciones netamente químicas. Insistir en la determinación química del N-total, cosa que viene sucediendo casi invariablemente (61), como estimativo de la asequibilidad del N es insatisfactorio, como ya lo señalan otros autores (8, 23, 47,

92). No cabe predecir la tasa de liberación de N a posiciones de intercambio con su determinación total porque hay muchos factores (materia orgánica, tipo de arcillas, acidez-basicidad, clase de ión saturador, etc.) que interfieren con las fases de equilibrio del N en el suelo. Por tanto es conveniente introducir en los análisis de rutina la cuantificación del $N\text{-}NH_4^+$ intercambiable.

Las cantidades de $N\text{-}NH_4^+$ soluble en agua son muy pequeñas porque el $N\text{-}NH_4^+$ libre es convertido en nitratos o pasa a formas orgánicas (140). Además, la lixiviación es otro fenómeno a tener en cuenta, que sin lugar a dudas (66) ocasionará pérdidas del $N\text{-}NH_4^+$ soluble en agua. Dentro de la capa superficial estudiada la concentración en los primeros 15 cm fue significativamente mayor que en los siguientes 15 cm de profundidad, explicable por haber más acumulación de materiales orgánicos en la profundidad 0-15 cm, generándose, por tanto, más cargas negativas que facilitan la retención del $N\text{-}NH_4^+$.

Las concentraciones de N-total obtenidas por hidrólisis ácida (6 N HCl) de los suelos fueron siempre inferiores a las del N-total determinado por Kjeldahl. De acuerdo con la sugerencia de Bremmer*, la diferencia, entre las determinaciones, la constituye el N integrado en la fracción húmica. Como se sabe (86) una de las características de los procesos bioquímicos del suelo es la condensación de polímeros de naturaleza quinoidea que contiene N. Este proceso de humificación fue mucho más patente en las condiciones de pradera.

---

* Comunicación personal del Dr. J. M. Bremner, Nov. 17/1971, Iowa State University.

Como consecuencia, aparece claramente explicable que la concentración de $N\text{-}NH_4^+$ hidrolizado en los suelos de pradera, tal como se indicó en los resultados, era significativamente superior a las correspondientes de suelos de bosque y cultivo. El proceso de humificación significa la ganancia de grupos fenólicos (^-OH) y carboxilos ($-COO^-$) que incrementan considerablemente la reactividad de la materia orgánica. Así aumentan las cargas negativas y, por tanto, las posibilidades de retención del $N\text{-}NH_4^+$. A efectos prácticos de manejo significa que los suelos de pradera muestran una mayor capacidad de amortiguación que las otras condiciones estudiadas.

Los datos obtenidos para los aminoácidos son de algún interés por diversas razones. En primer lugar, hasta donde se pudo consultar la literatura, solamente se informan determinaciones de este tipo para suelos de Estados Unidos y Canadá dentro de las Américas. Además, las cantidades de aminoácidos encontradas representan entre el 33 y 60% del N-total, que supera al hallado (20-40%) para suelos de Zona Templada (29, 30, 31, 49, 106, 120). Un elevado porcentaje de aminoácidos tiene importancia en el manejo de los suelos, ya que constituye el N-orgánico activo (106). Keeney y Bremner (84) demostraron que las plantas utilizan esta fuente nitrogenada con preferencia a cualquier otra, puesto que constituye un compuesto de fácil mineralización. Así mismo, es conveniente anotar que los aminoácidos, por ser receptores de la mayor parte de las sales nitrogenadas que se aplican al suelo (55, 125), actúan como reguladores del paso del N a la solución del suelo.

La abundancia de aminoácidos, si se confirma en otras áreas

circumpacíficas latinoamericanas, ayudará a explicar, al menos en parte, la buena nitrificación encontrada en suelos de origen similar a los estudiados (13, 76, Martínez*). Porque sucede que a la descomposición de los materiales orgánicos se le ha hecho depender más de factores externos como complejos de aluminio, pH, aireación (3, 48, 133), por solo nombrar algunos casos, que de su composición intrínseca. No es ilógico pensar que la composición química es más importante que los factores, máxime cuando ya se demostró que la adición de aminoácidos mejoraba notablemente la nitrificación en suelos Ñadis (hidromórfico, ácidos y fríos) (112).

La buena asociación entre los aminoácidos, el $N\text{-}NH_4^+$ hidrolizado y el N-total hidrolizado se debería a que los materiales orgánicos nitrogenados de los suelos estudiados presentasen una relación bastante precisa entre los compuestos aminoácidos, amídicos y N-húmico. Kononova (86) encontró que en suelos de Rusia se establece cierta regularidad de la relación citada, dentro de distintos tipos de suelos.

Al contrario de lo que ocurre con los aminoácidos, los porcentajes para los amino azúcares son más bajos que los obtenidos en suelos de zonas templadas (39, 117, 123).

Como se considera que las hexosaminas se derivan principalmente de las paredes celulares microbianas (83, 134), es difícil conjeturar si las menores concentraciones encontradas son debidas a una relativamente baja población microbiana o a una descomposición más

---

* Martínez, H. Comunicación personal. IICA, Costa Rica. 1971.

rápida de los tejidos, que en las regiones templadas. Parece tener más posibilidades esta segunda posición porque la glucosamina, galactosamina y la N-acetil-glucosamina (transformada en glucosamina + ácido acético) son fuentes de carbón en la nutrición microbiana.

La diferencia entre el N-total hidrolizado y la suma de las fracciones $N\text{-}NH_4^+$ hidrolizado, aminoácidos y hexosaminas se considera como el N no identificado (ver Cuadro 15 en el Apéndice). Bremner (31, 37) considera que la naturaleza química de muchos compuestos orgánicos nitrogenados heterocíclicos en su mayor parte, es muy difícil de precisar. Parte de estos compuestos provienen de resíntesis microbianas, de la condensación de anillos cíclicos y de complejos órgano-metálicos.

Las mayores concentraciones de N-mineral se presentaron en los primeros centímetros de profundidad del suelo debido tanto a los microorganismos heterotróficos como los quimoautotróficos que intervienen en las reacciones de mineralización, ya que estos se concentran en las zonas de mayor acumulación de materiales orgánicos.

El análisis estadístico proporciona una secuencia de reacciones amonificación - nitrificación cuya expresión es fácilmente traducible al proceso de reducción-oxidación que corresponde a $N\text{-}NH_4^+ - N\text{-}NO_3^-$, (figura 5). A medida que aumenta la concentración de raíces, caso de la pradera hay mayor demanda de oxígeno originando una situación anaeróbica reductora, que favorece la reacción de amonificación, por el contrario una mayor oxigenación propiciada por una menor densidad radicular, como en los cultivos, ocasiona el predominio de condiciones aeróbicos u oxidantes, que determinan el proceso de nitrificación.

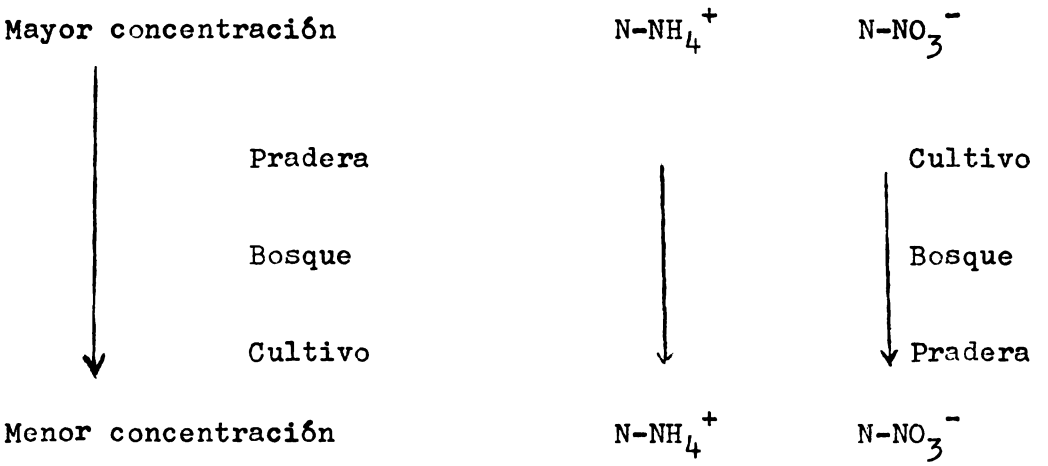


Fig. 5. Cambio en magnitud de $N\text{-}NH_4^+$ y $N\text{-}NO_3^-$ en las condiciones vegetales estudiadas.

De los dos procesos mencionados la amonificación es más notable que la nitrificación, principalmente en la serie Colorado, debido a que como han demostrado otros autores (21, 26, 109, 138) la acidez del habitat disminuye comparativamente más la actividad de los microorganismos nitrificantes que la de los heterótrofos. Además en el caso de la pradera, donde la amonificación es más patente, se debe añadir que Theron (129) y Soulides y Clark (118) plantean el hecho de que las raíces de las gramíneas excretan substancias que producen efectos bacteriostáticos sobre los microorganismos nitrificantes.

Concretando la posición expuesta por Theron (129) y Soulides y Clark (118), la acumulación de $N\text{-}NO_2^-$ puesta de relieve por el análisis estadístico para las condiciones de pradera esta demostrando que los microorganismos afectados son los quimoautotróficos que oxidan el $N\text{-}NO_2^-$ a $N\text{-}NO_3^-$ y no los encargados de la oxidación de $N\text{-}NH_4^+$ a $N\text{-}NO_2^-$.

Es llamativa la presencia de $N\text{-}NO_2^-$ en los suelos estudiados, y en especial bajo condiciones de pradera, porque químicamente los nitritos son estables únicamente en condiciones neutras o ligeramente alcalinas (24, 42, 72), si bien Reuss y Smith (107) encontraron algunas acumulaciones en suelos ácidos, Bremner y Nelson (38) indican que la retención de $N\text{-}NO_2^-$ es posible en cualquier suelo siempre que reaccione con polifenoles o ácidos húmicos. Como se indicó previamente, la humificación más activa corresponde precisamente a los suelos de pradera, por lo que no es extraño que contengan las mayores cantidades de $N\text{-}NO_2^-$. Así mismo los nitritos pueden reaccionar, aunque con menor intensidad, con los aminoácidos (5), que como los resultados señalan, son abundantes en estos suelos.

La muy fuerte asociación encontrada entre el N-mineral y el $N\text{-}NO_3^-$ se puede interpretar diciendo que, dentro de cada condición vegetal, la tasa de oxidación de $N\text{-}NH_4^+$ a $N\text{-}NO_3^-$ es constante. El N mineralizado de los suelos aumentó durante la incubación como consecuencia del mayor vigor de la población microbiana cuando se desarrollan condiciones favorables, en este caso temperatura y humedad, ya que el secamiento-humedecimiento de las muestras utilizadas en la incubación produce temporalmente, una fragmentación de los geles coloidales orgánicos (15).

Las cantidades del N volatilizado como función de dosis aplicadas de N, muestra respuesta significativa, aunque a efectos prácticos los resultados son concluyentes al demostrar que no existe volatilización (0,3 ppm máxima cantidad detectada). Diez análisis realizados

sobre muestras elegidas al azar comprobaron que no se había perdido el N adicionado por cuanto se recuperó cuantitativamente.

La volatilización es dependiente del pH del suelo, produciéndose las mayores pérdidas en medios alcalinos (60, 87, 114). Por tanto una de las causas de la no volatilización en los suelos estudiados sería su acidez, aunque no podría aceptarse como determinante absoluta porque hay estudios que señalan pérdidas gaseosas de NH_3 en suelos ácidos (19, 48, 104). Por esto es necesario buscar algunas otras causas, en unión a la reacción ácida del suelo, que expliquen la falta de volatilización. Una de ellas sería un exceso de iones H^+ que permitan, como dice Mortland (97) la retención del NH_4^+ formado ($NH_3 + H^+ \longleftrightarrow NH_4^+$) por los materiales arcillosos y la materia orgánica. Es probable que en estos suelos, de alta capacidad de retención de agua, se presente una acción de solubilización del NH_3, efecto que es anotado por Parr y Papendick (103). Esto es válido mientras, como ocurrió en las condiciones de laboratorio, se impida la evaporación del agua. Por otra parte las pérdidas de NH_3 disminuyen al aumentar la capacidad de intercambio catiónico (78, 119) que en los suelos estudiados es considerable.

6. CONCLUSIONES

De los resultados del presente estudio se derivan las siguientes conclusiones:

1. De las condiciones de cobertura; bosque, cultivo y pradera, es esta última la que más favorece la concentración de N, especialmente retenido en forma de $N\text{-}NH_4^+$, debido a que la materia orgánica de la pradera presenta los mayores indicios de humificación y por tanto de reactividad.

2. La condición de cobertura vegetal influye más en las fracciones y concentraciones de N que las series de suelos estudiadas.

3. El N total como indicador del N disponible para las plantas no ofrece garantía. El $N\text{-}NH_4^+$ intercambiable, por comprender el N localizado en posiciones de cambio más el N mineralizado, proporciona mejor información sobre el estado de asequibilidad.

4. El $N\text{-}NH_4^+$ liberado por hidrólisis proviene de las amidas y de la desaminación del N proteínico.

5. Los porcentajes de aminoácidos encontrados son altos (44% en promedio) lo cual lleva a la conclusión de que el N-orgánico de los suelos estudiados es activo y por tanto de fácil mineralización.

6. El contenido de N inorgánico de los suelos es muy bajo (3% del N-total). Esto se atribuye a su desplazamiento por el aluminio y/o a la reacción del $N\text{-}NH_4^+$ con radicales orgánicos.

7. La acumulación de $N\text{-}NH_4^+$ en los suelos de pradera señala el dominio de condiciones anaeróbica (reductoras) debido a la gran masa de raíces. Los suelos bajo cultivo propician condiciones aeróbicas (oxidantes) demostrado por la acumulación de $N\text{-}NO_3^-$, los suelos de bosque presentan condiciones intermedias.

8. No se encontraron pérdidas de NH_3 por volatilización en ningún caso. Se considera que las causas que impidieron la volatilización fueron: reacción ácida de los suelos; retención del NH_4^+ formado por los materiales orgánicos y fracción arcillosa; solubilización del NH_3 en agua; la elevada capacidad de intercambio catiónico de estos suelos.

   Para futuros trabajos se aconseja:

   a) introducir la determinación del $N\text{-}NH_4^+$ intercambiable en los análisis de diagnóstico de fertilidad de suelos,

   b) sustituir la metodología analítica de microdifusión de $N\text{-}NH_4^+$ y $N\text{-}NO_3^-$ por la microdestilación de una misma alícuota, por ser mucho más rápida y de igual eficiencia, e

   c) insistir en la determinación de los aminoácidos por ser el compuestos orgánico que da la pauta de la producción de $N\text{-}NH_4^+$ y $N\text{-}NO_3^-$ disponible para las plantas.

7. RESUMEN

Las dos series de suelos, Colorado y La Margot (Inceptisol, Tropepts, Dystropets, Typic Dystropets, veryfine, mixed isohyperthermic e Inceptisol, Tropepts, Dystropepts, Typic Dystropepts, fine, mixed, Isohyperthermic respectivamente)usadas en esta investigación están localizadas en terrenos del IICA-CTEI en Turrialba, Costa Rica. El área corresponde al bosque subtropical muy húmedo, con una altitud comprendida entre los 580 y 990 m sobre el nivel del mar, con una temperatura promedio de 22,7ºC y 2682,5 mm de precipitación por año.

En todas las condiciones estudiadas el N total estuvo constituido en casi su totalidad por el N orgánico (97% del N total). El estudio ha demostrado que entre el 33 y el 60% del N total (promedio 44%) está en forma de aminoácido y alrededor del 2% en combinaciones de amino azúcares. Ambos N-total y N-orgánico muestran la más alta concentración en suelos bajo pradera. Por el contrario el $N\text{-}NH_4^+$ inorgánico total es bajo (3% del N-total), presumiblemente debido a la presencia de aluminio en las posiciones interlaminares y a la reacción del $N\text{-}NH_4^+$ con sustancias fenólicas y sus derivados. El $N\text{-}NH_4^+$ total hidrolizable parece que se deriva de las amidas (N-amídico), de la deaminación de los aminoácidos y de otros compuestos nitrogenados tales como el $N\text{-}NH_4^+$ fijo.

Los resultados estadísticos demostraron que el porcentaje de asociación entre el N-total y el $N\text{-}NH_4^+$ intercambiable es bajo. Esto está indicando que al valorar la asequibilidad del N basada en la determinación del N total es insatisfactoria. La alta asociación

encontrada entre $N\text{-}NH_4^+$ hidrolizable y el N-total hidrolizado fue interpretado como indicativo de una estable relación amido-N: aminoácidos: N-húmico en los compuestos orgánicos estudiados.

En todas las condiciones estudiadas la acumulación del $N\text{-}NH_4^+$ fue más alta que la de $N\text{-}NO_3^-$, siendo esto más notorio bajo pradera debido a las condiciones de reducción (anaeróbicas) desarrolladas por la concentración de materiales radiculares.

Un experimento fue llevado para determinar la volatilización del NH_3. No se detectaron pérdidas probablemente por la reacción ácida del suelo, la sorción del NH_3 por los coloides orgánicos o inorgánicos y la disolución del NH_3 en el agua del suelo.

7a. SUMMARY

The two soil series, Colorado and La Margot(Inceptisol, Tropepts, Dystropepts, Typic Dystropepts, very fine, mixed, isohyperthermic and Inceptisol, Tropepts, Dystropepts, Typic Dystropepts, fine, mixed, isohyperthermic, respectively) used in this investigation are located in the fields of the IICA-CTEI, Turrialba, Costa Rica. This area which belongs to a very humid subtropical forest, and lies between 580 and 990 m over sea level and the mean average temperature and mean average rainfall are 22,7ºC and 2682,5 mm per year respectively.

Under all conditions studied, total-N accounted almost as organic-N (97% of total-N). The study has shown that between 33 and 60% (average 44%) of the total-N is in bound amino acids and about 2% is in combined amino-sugars. Both total and organic-N show the highest concentrations in soils under prairie. On the other hand, total inorganic NH_4^+-N is low (3% of total-N), presumably due to the presence of aluminium in the interlayers positions and the NH_4^+-N reactions with phenolic substances and their derivates. The total hydrolyzable NH_4^+-N seems to be realesed from amides (amide-N), deamination of amino acids, and other N-compounds such as fixed NH_4^+-N.

Statistical analysis have shown that the percentage of association between total-N and exchangeable NH_4^+-N is low, indicating that to assess the availability of N based on the total-N determination is unsatisfactory. The high association found between hydrolyzable

NH_4^+-N and total hydrolizable NH_4^+ was interpreted as indicative of a stable ratio amide-N: amino-acids: humic-N in the organic compounds of soils studied.

Under all conditions studied, mineralized NH_4^+-N accumulation was higher than that of NO_3-N, this being more noticeable under prairie due the reduction conditions developed by the root materials concentration.

An experiment was carried out to determine the NH_3 volatilization. No losses were detected probably due to low soil pH (acid), the NH_3 sorption by organic and inorganic colloids and the NH_3 dissolution in the soil water.

8. LITERATURA CITADA

1. ADAMS, R. y STEVENSON, F. J. Ammonium sorption and release from rocks and mineral. Soil Science Society of America. Proceeding 28:345-351. 1964.

2. AGUIRRE, V. Estudio de los suelos del área del Centro de Enseñanaza e Investigación. Tesis Mag. Sc. Turrialba, IICA, 1971. 139 p.

3. ALEXANDER, M. Introduction to soil microbiology. New York, Wiley, 1964. 472 p.

4. ALLISON, F. E. The enigma of soil nitrogen balance sheets. Advances in Agronomy 7:213-250. 1955.

5. _____. Losses of gaseous nitrogen from soil by chemical mecanisms involving nitrous acid and nitrites. Soil Science 96:404-409. 1963.

6. _____, KEFAUVER, M. y ROLLER, E. M. Ammonium fixation in soils. Soil Science Society of America Proceeding 17: 107-110. 1953.

7. ANDERSON, J. H. Studies on the oxidation of ammonia by nitrosomonas. Biochemical Journal 95:688-698. 1965.

8. ANGULO, F., NAVAS, L. R. y VILLAMIL, A. Fraccionamiento del nitrógeno, fósforo y potasio en el piso tropical del Departamento de Nariño, llanura del Pacífico. Tesis Ing. Agr. Pasto, Universidad de Nariño, 1970. 116 p.

9. AOMINE, S. The fixation of ammonium in soils. I. Ammonium fixation of some soils in Southeastern provinces of Japan 23:83-87. 1957. (Original no consultado; compendiado en Soils and Fertilizers 15:1569. 1952.

10. _____ y KOVAYASHI, I. Effects of allophanic clays on the enzymatic activity of protease. Soil Science and Plant Nutrition 10:28-32. 1964.

11. BARSHAD, I. Cation exchange in micaceous minerals. I. Repleaceability of the interlayer cations of vermiculite with ammonium and potassium ions. Soil Science 77:463-477. 1954.

12. BESOAIN, M. E. Mineralogía de arcillas de algunos suelos volcánicos de Costa Rica. In Panel de suelos volcánicos de América. Pasto, Colombia, junio 18-24, 1972. 2do. Trabajos. IICA, Universidad de Nariño. (en prensa).

13. BIRCH, H. F. Further observations in humus descomposition and nitrification. Plant and Soil 11:262-286. 1959.

14. _____ y FRIEND, M. T. The organic matter and nitrogen status of East African soils. Soil Science 7:156-177. 1956.

15. BLASCO, M. Studies of some aspects of nitrogen in the soils of Colombia. Ph.D. Thesis. University of London, 1966. 311 p.

16. _____. Bioquímica del nitrógeno. In _____. Microbiología del suelo. Turrialba, IICA, 1970. pp. 126-176.

17. _____ y CORNFIELD, A. H. Fixation of added ammonium and nitrification of fixed ammonium in soils clay. Journal of the Science of Food and Agriculture 17:481-484. 1966.

18. _____ y CORNFIELD, A. H. Stimulation of nitrification following temporary acidification. Nature 210:1187-1188. 1966.

19. _____ y CORNFIELD, A. H. Volatilization of nitrogen as ammonia from acid soils. Nature 212:1279. 1966.

20. _____ y CORNFIELD, A. H. Comparación de diferentes extractantes para determinar el NH_4^+ intercambiable en los suelos del Valle del Cauca. Acta Agronómica (Colombia) 17:1-12. 1967.

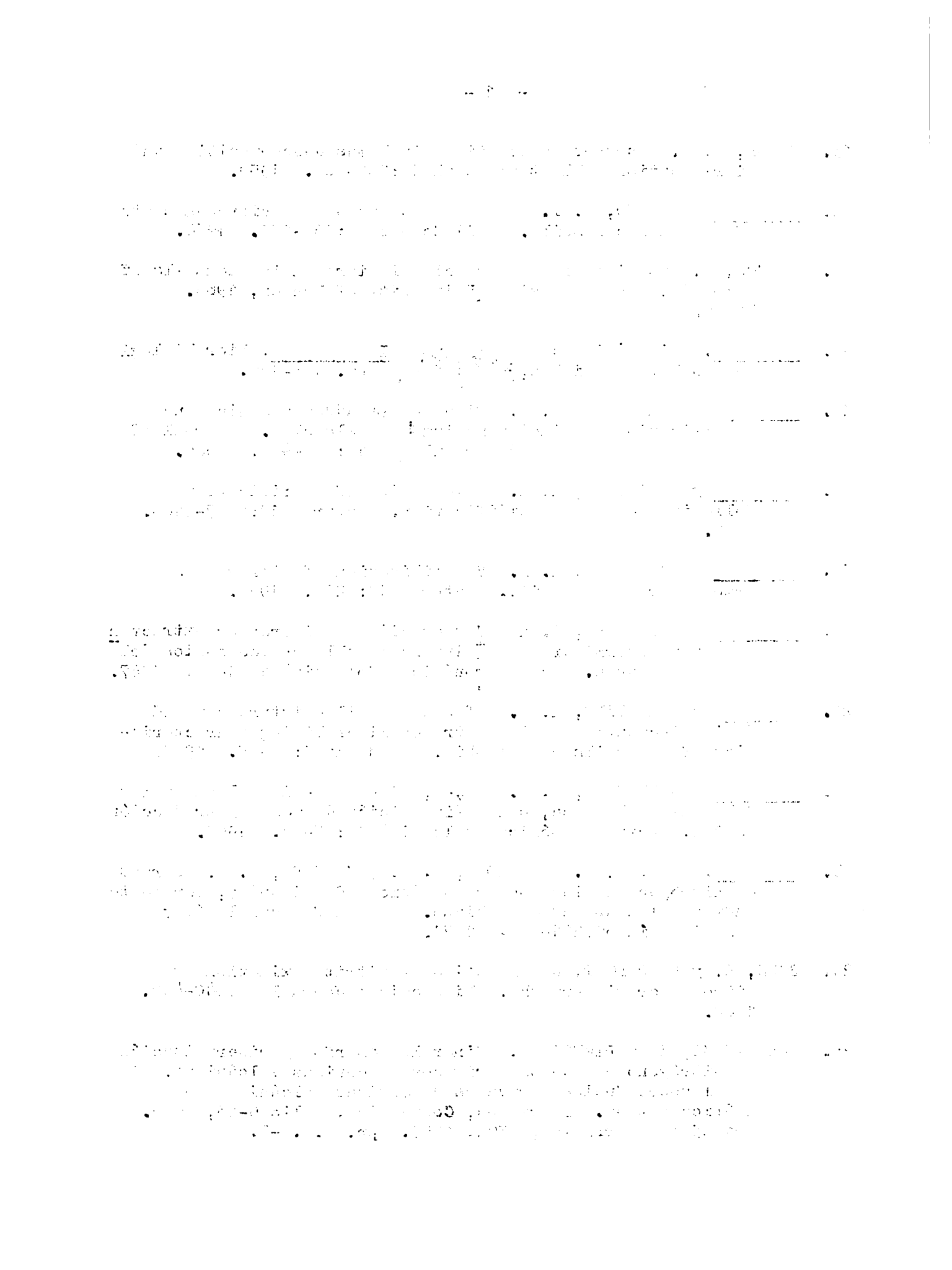
21. _____ y CORNFIELD, A. H. Effect of soil moisture contend during incubation on the nitrogen mineralizing characteristics of the soils of Colombia. Geoderma 1:19-25. 1967.

22. _____ y CORNFIELD, A. H. NH_3-N, NO_3-N y N-mineral en suelos del Valle del Cauca, con y sin adición de CO_3Ca y producción de CO_2. Acta Agronómica (Colombia) 17:55-61. 1967.

23. _____, ROMO, L. F., BASTIDAS, O. O. y CAICEDO, V. A. Formas de nitrógeno en los suelos volcánicos de Sibundoy, vertiente Andina del Amazonas Colombiano. Anales de Edafología y Agrobiología 30:261-269. 1971.

24. BOON, B. y LAUDELOUT, H. Kinetics of nitrite oxidation by nitrobacter winogradsky. Biochemical Journal 85:440-447. 1962.

25. BORNEMISZA, E. y PINEDA, R. Minerales amorfos y mineralización de nitrógeno en suelos derivados de cenizas volcánicas. In Panel sobre Suelos Derivados de Cenizas Volcánicas de América Latina. Turrialba, Costa Rica, julio 6-13, 1969. Trabajos. Turrialba, IICA, 1969. pp. B.7.1-7.



26. BRAR, S. S. y GIDDENS, J. Inhibition of nitrification in Bladen Grassland soil. Soil Science Society of America Proceedings 32:821-823. 1968.

27. BRAY, R. J. y GORHAN, E. Litter production in forest of world. Advances in Ecological Research 2:101-159. 1964.

28. BREMNER, J. M. Studies on soil organic matter Part I. The chemical nature of soil organic nitrogen. Journal of Agricultural Science 39:183-193. 1949.

29. _____. The amino-acid composition of the protein material in soil. Biochemical Journal 47:538-542. 1950.

30. _____. Amino-acid in soil. Nature 165:367. 1951.

31. _____. The nature of soil nitrogen complexes. Journal of the Science of Food and Agriculture 3:497-500. 1952.

32. _____. Determination of ammonia and nitrate in soil. Journal of Agricultural Science 46:320-328. 1955.

33. _____. Determination of fixed ammonium in soil. Journal of Agricultural Science 52:147-160. 1959.

34. _____. Inorganic forms of nitrogen. In Black, C. A., ed. Methods of soil analysis. Madison, Wisconsin, American Society of Agronomy, 1965. pp. 1179-1237.

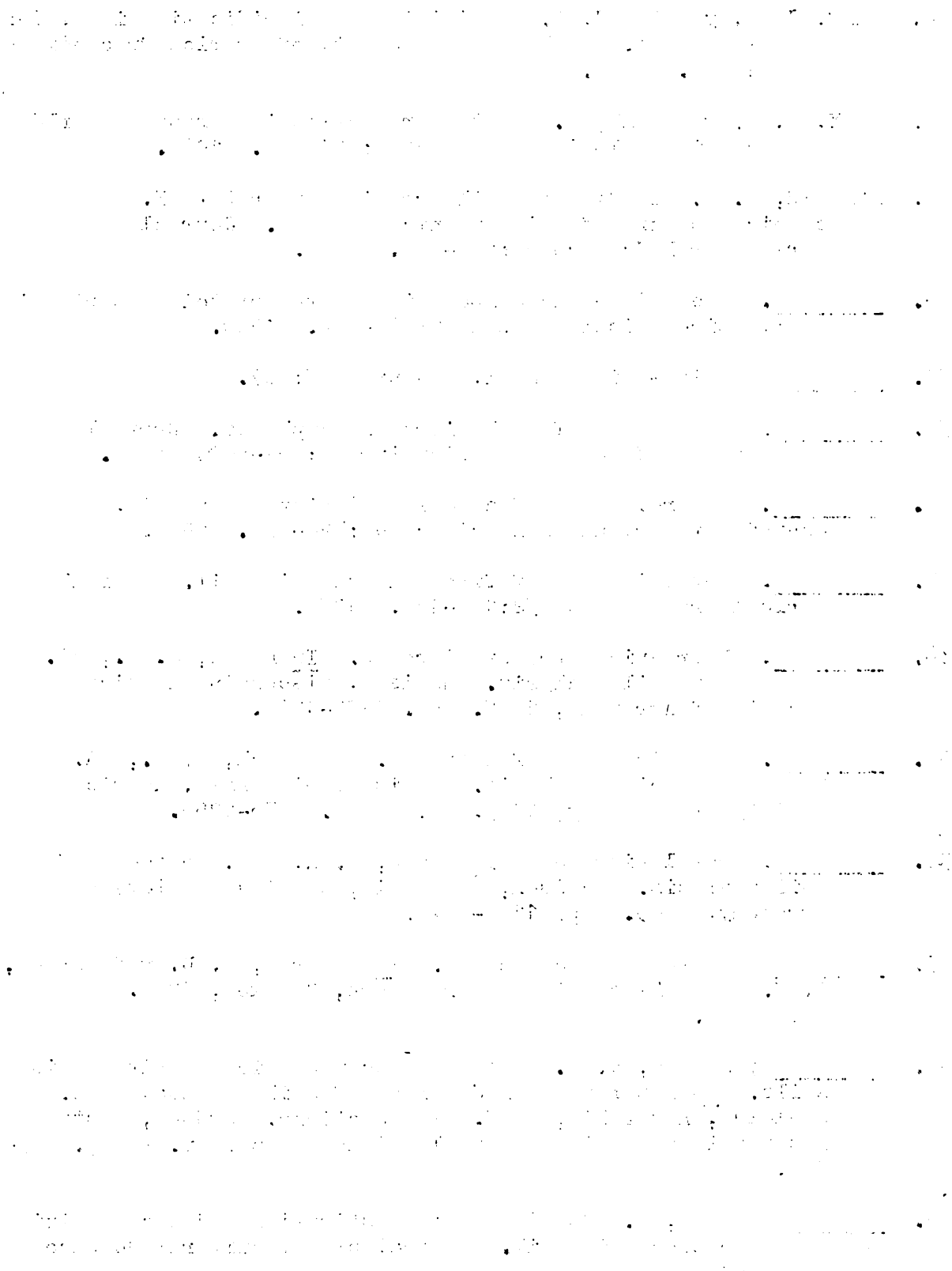
35. _____. Organic forms of nitrogen. In Black, C. A., ed. Methods of soils analysis. Madison, Wisconsin, American Society of Agronomy, 1965. v. 2, pp. 1238-1255.

36. _____. Total nitrogen. In Black, C. A., ed. Methods of soil analysis. Madison, Wisconsin, American Society of Agronomy, 1965. pp. 1149-1178.

37. _____. Nitrogenous compounds. In McLaren, A. D. y Peterson, G. H. Soil Biochemistry. New York, De Kker, 1967. pp. 19-66.

38. _____ y NELSON, D. W. Chemical decomposition of nitrite in soils. In International Congress of Soil Science. 9th. Adelaide, Australia, 1968. Transactions. Sydney, Australia, International Society of Soil Science, 1968. v. 2, pp. 495-503.

39. _____ y SHAW, K. Studies on the estimation and decomposition of amino sugars in soil. Journal of Agricultural Science 44:152-159. 1954.



40. BREMNER, J. M. y SHAW, K. Denitrification in soil. II. Factors affecting denitrification. Journal of Agricultural Science 51:40-52. 1958.

41. BROADBENT, F. E., JACKMAN, R. H. y McNICOLL, J. Mineralization of carbon and nitrogen in some New Zealand allophanic soil. Soil Science 98:118-128. 1964.

42. _____ y STEVENSON, F. J. Organic matter interactions. In McVickar, M. H., Martin, W. P., Miles, E. I., Tucker, H. H., eds. Agricultural anhydrous ammonia. Technology and use. Memphis, Agricultural Ammonia Institute, 1966. pp. 169-187.

43. BROWN, G. The dioctahedral analogue of vermiculite. Clay Mineralogical Bulletin 2:64-70. 1953.

44. _____. Soil morphology and mineralogy. A qualitative study of some guyed from Nort-West England. Journal of Soil Science 5:145-155. 1954.

45. BUDOWSKI, G. y SCHREUDER, G. F. The climate at Turrialba. Inter-American Institute of Agricultural Sciences. Communications from Turrialba no. 68. 1961. 19 p.

46. BURGE, W. D. y BROADBENT, F. E. Fixation of ammonia by organic soils. Soil Science Society of America Proceedings 25: 199-204. 1961.

47. CLINE, M. G. Methods of collection and preparing soil samples. Soil Science 59:3. 1945.

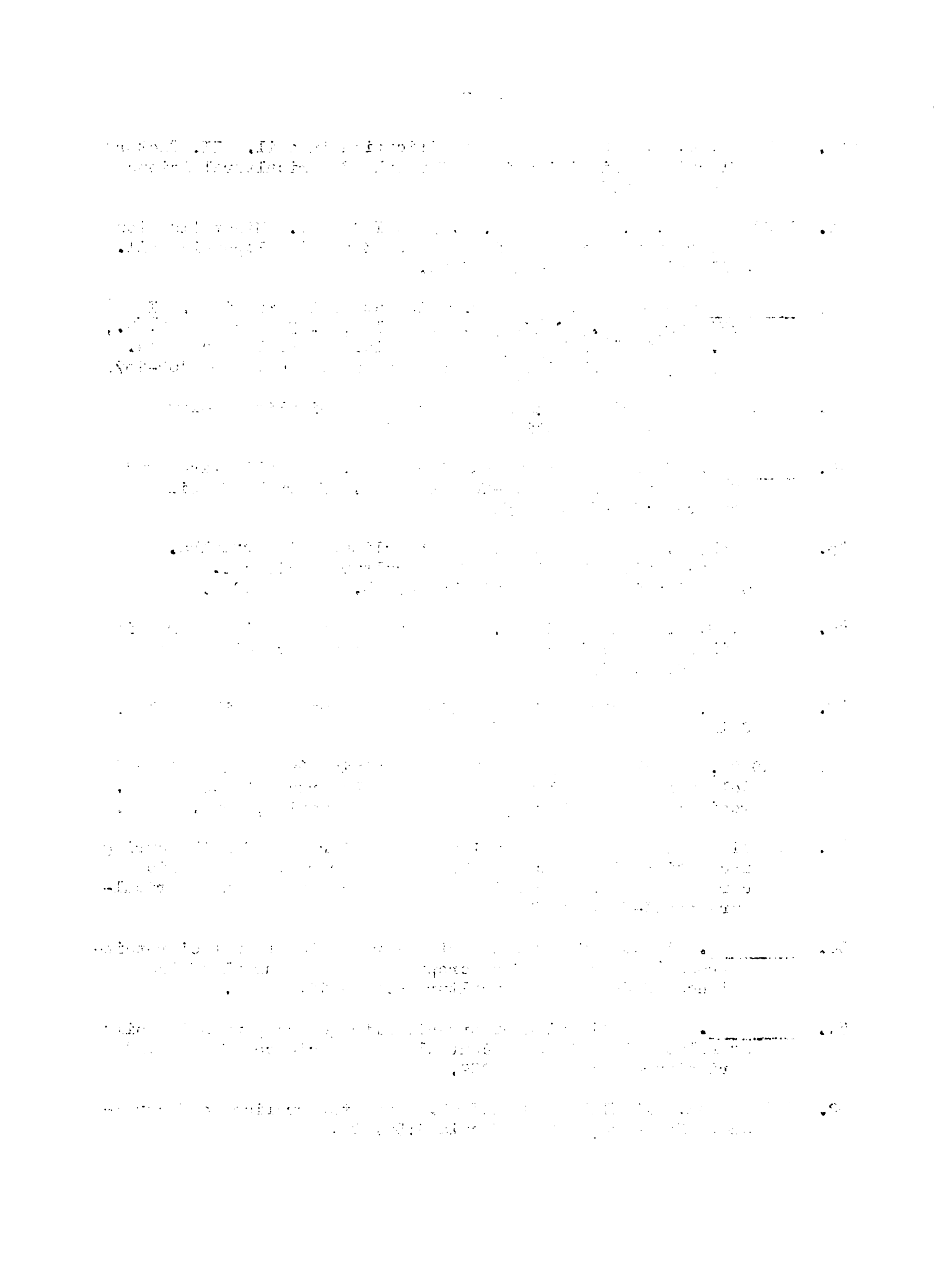
48. CORDOBA, H., MELO, A. y PRIETO, V. Lixiviación y volatilización del nitrógeno en algunos suelos del Departamento de Nariño. Tesis Ing. Agr. Pasto, Universidad de Nariño, 1970. 70 p.

49. CORNFIELD, A. H. The mineralization of nitrogen of soils during incubation: influence of pH, total nitrogen, and organic carbon content. Journal of the Science of Food and Agriculture 3:343-349. 1952.

50. _____. Effect of 8-years fertilizer treatment on the 'protein-nitrogen' content of four cropped soils. Journal of the Science of Food and Agriculture 8:509-511. 1957.

51. _____. Mineralization of organic nitrogen compounds in soils as related to soil pH. Journal of the Science of Food and Agriculture 10:27-28. 1959.

52. COSTA RICA. INSTITUTO GEOGRAFICO. Mapa topográfico de Tucurrique. San José, 1963. Escala 1:50.000.



53. CHAMORRO, G. L. A., SANCHEZ, A. J. E. y ZARAMA, R. E. H. Estudio de los elementos nitrógeno, fósforo y potasio en algunos suelos del municipio de Jamundi, Valle del Cauca. Tesis Ing. Agr. Pasto, Universidad de Nariño, 1971. 140 p.

54. CHANDRA, P. Note on the effect of shifting temperatures on nitrification in a loam soil. Canadian Journal of Soil Science 42:314-315. 1962.

55. CHENG, H. G. y KRUTZ, L. T. Chemical distribution of added nitrogen in soils. Soil Science Society of America Proceedings 27:312-316. 1968.

56. DHARIVAL, A. P. S. y STEVENSON, F. J. Determination of fixed ammonium in soils. Soil Science 86:343-349. 1958.

57. DIAZ-ROMEU, R., BALERDI, F. y FASSBENDER, H. W. Contenido de materia orgánica y nitrógeno en suelos de América Central. Turrialba 20(2):185-192. 1970.

58. EKPETE, D. N. y CORNFIELD, A. H. Effects of varying static and changing moisture contents during incubation on ammonia and nitrate levels in soils. Journal of Agriculture Science 66:205-209. 1966.

59. ENSMINGER, L. E. y PEARSON, R. W. Soil nitrogen. Advances in Agronomy 2:81-111. 1950.

60. ERNST, J. W. y MASSEY, H. T. The effect of several factors on volatilization of ammonia formed from urea in soil. Soil Science Society of America Proceedings 24:87-90. 1960.

61. FITTS, J. W. et al. Evaluación de la fertilidad del suelo en la América Latina. Análisis de suelos y plantas. Raleigh, Universidad de Carolina del Norte. Boletín Técnico no. 2. 1965. 63 p.

62. FORSYTHE, W., GAVANDE, S. A. y GONZALEZ, M. A. Propiedades físicas de suelos derivados de cenizas volcánicas considerando algunos suelos de América Latina. In Panel de Suelos Derivados de Cenizas Volcánicas de América Latina. Turrialba, Costa Rica, julio 6-13, 1969. Trabajos. Turrialba, IICA, 1969. pp. B.3.1-7.

63. FRENEY, J. R. An evaluation of naturally occurring fixed ammonium in soils. Journal of Agricultural Science 63: 297-303. 1964.

64. FRIPIAT, J. J. Surface properties of aluminosilicates. In National Conference on Clays and Clay Minerals. 12th. Atlanta, Georgia, Sept. 30-Oct. 2, 1963. Proceedings. New York, Pergamon Press, 1964. pp. 327-358.

65. FUENTES F., R. Comportamiento de la capacidad de intercambio catiónico en algunos suelos ácidos de origen volcánico. Tesis Mag. Sc. Turrialba, Costa Rica, IICA, 1971. 107 p.

66. GAMBOA J., J. J. Dinámica del NPK en el suelo después de cinco fertilizaciones consecutivas. Tesis Mag. Sc. Turrialba, Costa Rica, IICA, 1971. 71 p.

67. GARBOSKY, A. J. y GIAMBAIGI, N. Nitrificación en suelos de Patagonia. Revista Facultad de Agronomía (La Plata, Argentina) 34:103-112. 1958.

68. GASSER, J. K. R., GREENLAND, D. J. y ROWSON, R. A. G. Measurement of losses from fertilizers nitrogen during incubation in acid sandy soils and during subsequent growth of ryegrass, using 15N labelled fertilizers. Journal of Soil Science 18:289-300. 1967.

69. GERRETSEN, F. C. y HOOPE, H. Nitrogen losses during nitrification and acid sandy soils. Canadian Journal Microbial 3:358-380. 1957.

70. HARDY, F. The soils of I.A.I.A.S. area. Turrialba, Inter-American Institute of Agricultural Sciences. 1960. 76 p. (Mimeo)

71. _____. Suelos tropicales. Pedología tropical con énfasis en América. ~~Traducido al español por Rufo Bazán~~. México, Herrero Hermanos, 1970. 334 p.

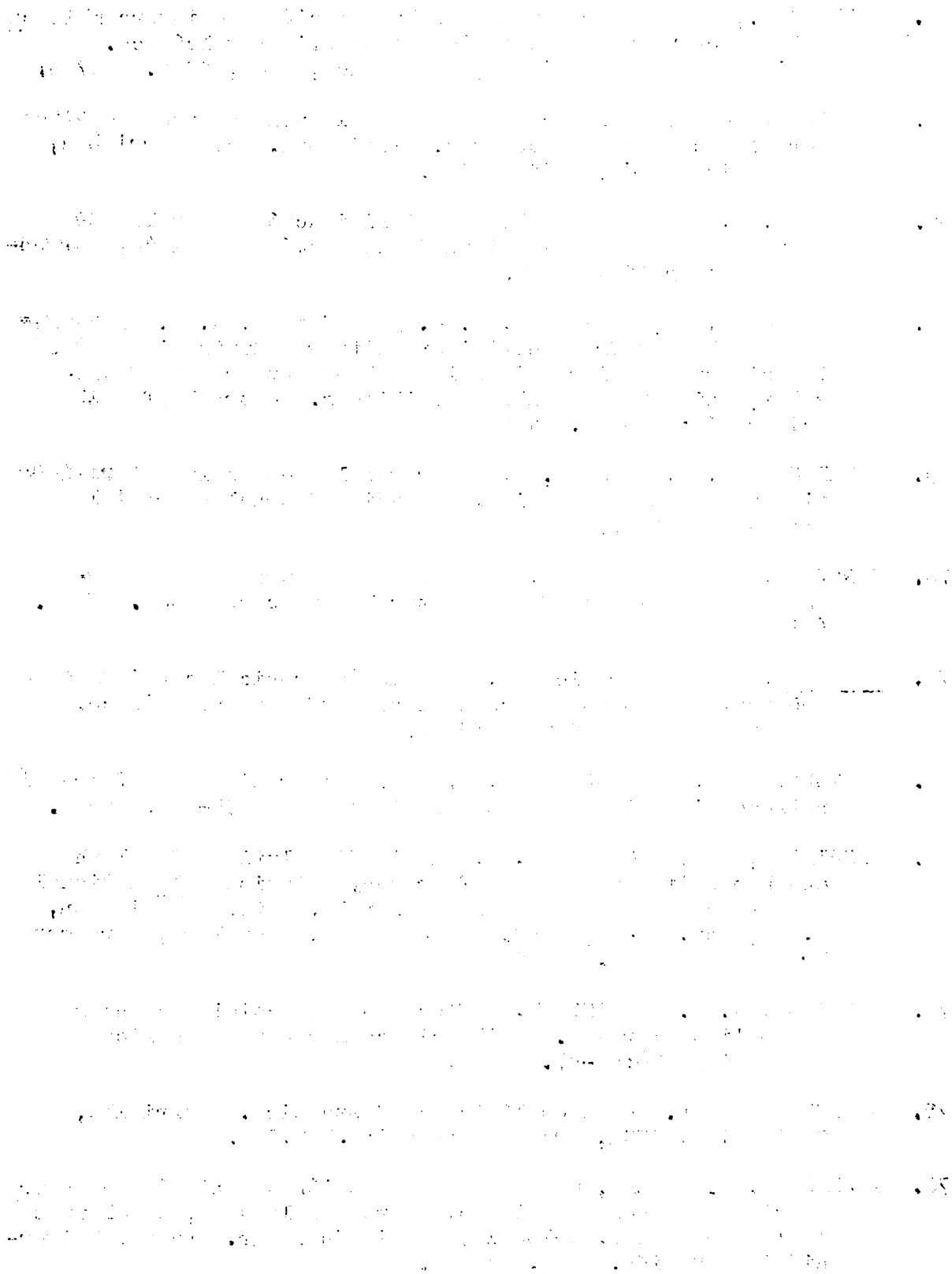
72. HARMSEM, G. W. y SCHREVEN, D. A. van. Mineralization of organic nitrogen in soil. Advances in Agronomy 7:299-398. 1955.

73. HASHIMOTO, I. y JACKSON, M. L. Rapid dissolution of allophane and kaolinite-halloysite after dehydratation. In National Conference on Clays and Clay Minerals. 7th. Washington, D. C., Oct. 20-23, 1958. Proceedings. New York, Pergamon Press, 1960. pp. 102-113.

74. HILTBOLD, A. E. y ADAMS, F. Effect on soil acidity changes due to applied nitrogen. Soil Science Society of America Proceedings 24:45-47. 1960.

75. HOLDRIDGE, L. R. Mapa ecológico de Costa Rica. Turrialba, Costa Rica, IICA, 1959. Escala 1:1.000.000.

76. IBARRA, N. A. y MELO, C. L. Mineralización del nitrógeno en presencia de: aluminio, hierro, cobre y molibdeno, en algunos suelos de Nariño. Colombia. Tesis Ing. Agr. Pasto, Universidad de Nariño, 1971. 107 p.



77. JACKSON, M. L. y CHANG, S. G. Anhydrous ammonia retention by soils as influenced by depth of application, soil texture, moisture content, pH value and tilth. Journal of America Society Agronomy 39:623-633. 1947.

78. JAMES, D. W. y HARWARD, M. E. Competition of ammonia an water for adsorption sites on clay minerals. Soils Science Society of America Proceedings 28:636-640. 1964.

79. JENNY, H. A. A. Comparison of soil nitrogen and carbon in Tropical and temperate regions. Missouri. Agricultural Experiment Station. Research Bulletin 765. 1961. pp. 5-31.

80. _____, BINGHAM, F. y PADILLA, S. B. Nitrogen and organic matter contend of ecuatorial soils of Colombia. Soil Science 66:173-186. 1948.

81. JUSTICE, J. K. y SMITH, E. L. Nitrification of ammonium sulphate in calcareous soil as influenced by combination of moisture, temperature, and levels of added nitrogen. Soil Science Society of America Proceedings 26:246-250. 1960.

82. KAI, H. y HARADA, T. Studies on the environmental conditions controlling nitrification in soil. II. Effect of soil clay minerals on the rate of nitrification. Soil Science and Plant Nutrition 15:1-10. 1969.

83. KEELER, R. F. y MURTENSEN, J. L. Biosynthesis of soil Polysaccharides. II. Glucose and alfalfa tissue substrates. Soil Science Society of America Proceedings 27:156-160. 1963.

84. KEENEY, D. R. y BREMNER, J. M. Effect of cultivation on the nitrogen distribution in soils. Soil Science Society of America Proceedings 28:653-656. 1964.

85. KOJIMA, T. Soil organic nitrogen. I. Nature of the organic nitrogen in a muck soil from Genoveva. Soil Science 64:157-165. 1947.

86. KONONOVA, N. M. Soil organic matter. 2nd. ed. Oxford, Pergamon Press, 1967. 544 p.

87. KRESGE, C. B. y SATCHELL, D. P. Gaseosus loss of ammonia from nitrogen fertilizers applied to soil. Agronomy Journal 52:104-107. 1960.

88. LEES, H. y SIMPSOM, J. R. The biochemistry of nitrifying organisms. Nitrite oxidation by Nitrobacter. Biochemical Journal 65:297-305. 1957.

89. LYON, T. L. y BUCKMAN, H. O. Edafología. México, Editorial Continental, 1958. 479 p.

90. MARTIN, J. P. CHAPMAN, H. D. Volatilization of ammonia from surface fertilized soils. Soil Science 71:25-34. 1951.

91. MIKAMI, D. T. y KANEIRO, Y. Native fixed ammonium in Hawaiian soil. Soil Science Society of America Proceedings 32: 481-485. 1958.

92. MOLINA, C. y BLASCO, M. El nitrógeno en los suelos derivados de cenizas volcánicas del Altiplano de Pasto, Colombia. Turrialba 20:288-292. 1970.

93. MOORE, A. W. y AYEKE, C. A. H F-extractable ammonium nitrogen in four Nigerian soil. Soil Science 99:335-338. 1965.

94. MORTLAND, M. M. Adsorption of ammonia by clays and muck. Soil Science 80:11-18. 1955.

95. _____. Reactions of ammonia in soils. Advances in Agronomy 10:325-348. 1958.

96. MÜLLER, L. Un aparato micro-Kjeldahl simple para análisis rutinarios rápidos de materias vegetales. Turrialba 11:17-25. 1961.

97. MUMBRUM, L. de y CHESTERS, G. Ixolation and characterization of some soil allophanes. Soil Science Society of America Proceedings 28:355-359. 1964.

98. NÖMMIK, H. Fixation and defixation of ammonium in soils. Acta Agriculturae Scandinavica 7:395-436. 1957.

99. _____ y NILSSON, K. O. Nitrification and movement of anhydrous ammonia in soil. Acta Agriculturae Scandinavica 13:371-390. 1963.

100. NORRISH, K. The swelling of montmorillonite. Faraday Discution Society 18:120-134. 1954.

101. NYBORG, G. Fixation of gaseous ammonia of soils. Soil Science 107:131-136. 1969.

102. OLPHEN, H. van. Rheological phenomene of clay soils in conection with the charge distribution on the micelles. Faraday Discution Society 11:82-84. 1951.

103. PARR, F. J. y PAPENDICK, I. R. Retention of ammonia in soils. In McVickar, M. H., Martin, W. P., Miles, E. I., Tucker, H. H., eds. Agricultural anhydrous ammonia, technology and use. Memphis, Agricultural Ammonia Institute, 1966. pp. 213-236.

104. PLESSIS, M. C. F. du y KROONTJE, W. The relationship between pH and ammonia equilibria in soil. Soil Science Society of America Proceedings 28:751-754. 1964.

105. PORTER, L. K., STEWART, B. A. y HAAS, H. J. Effects of long-time cropping on hidrolizable organic nitrogen fraction in some great plains soils. Soil Science Society of America Proceedings 28:368-370.

106. PRAAG, H. van y MANIL, B. Observations sur le fractionnement de l'azote dans quelques sols bruns et acides des forêts de l'ardenne. Science du Sol no. 1:65-87. 1966.

107. REUSS, J. O. y SMITH, R. L. Chemicals reactions on nitrites in acids soils. Soil Science Society of America Proceedings 29:267-270. 1965.

108. RICH, C. I. Aluminum in interlayers of vermiculite. Soil Science Society of America Proceedings 24:26-32. 1960.

109. ROBINSON, J. B. Nitrification in a new Zealand grassland soil. Plant and Soil 19:173-183. 1963.

110. RODRIGUES, G. Fixed ammonium in tropical soils. Journal of Soil Science 5:264-274. 1957.

111. SANDS, F. B. A study of the fertility fo the cocoa and coffee soils of Costa Rica. Ph.D. Thesis. Ithaca, New York, Cornell University, 1954. 153 p.

112. SHAEFER, R., ALCAYAGA, U. A. de y SAN MARTIN, E. Actividades microbianas como un sistema de vegetación del ecosistema en suelos hidromórficos derivados de cenizas volcánicas del sur de Chile. In Panel sobre Suelos Derivados de Cenizas Volcánicas de América Latina, Turrialba, Costa Rica, julio 6-13, 1969. Trabajos. Turrialba, IICA, 1969. pp. B.6.1-11.

113. SILVA, R. A. y SHAEFER, R. Interacción entre materia orgánica y aluminio en un suelo hidromórfico derivado de cenizas volcánicas (Ñadi, sur de Chile). Turrialba 21(2):149-156. 1971.

114. SIMPSON, J. R. Losses of urea nitrogen from the surfaces of pasture soils. In International Congress of Soil Science. 9th. Adelaide, Australia, 1968. Transactions. Sydney, Australia, International Society of Soil Science, 1968. v. 2, pp.459-486.

115. SOHN, J. B. y PEECH, M. Retention and fixation of ammonia by soils. Soil Science 85:1-9. 1958.

116. SOUDEN, F. J. Distribution of amino acids in selected horizons of soil profiles. Soil Science 82:491-496. 1956.

117. _____. Investigations on the amounts of hexosamines found in various soils and methods for their determination. Soil Science 88:138-143. 1959.

118. SOULIDES, D. A. y CLARK, F. E. Nitrification in grassland in soils. Soil Science Society of America Proceedings 22: 308-311. 1958.

119. STANLEY, T. A. y SMITH, G. L. Effect of soil moisture and depth of application on retention of anhydrous ammonia. Soil Science Society of America Proceedings 20:557-561. 1971.

120. STEVENSON, F. J. Isolation and identification of some amino-compounds in soils. Soil Science Society of America Proceedings 20:201-204. 1956.

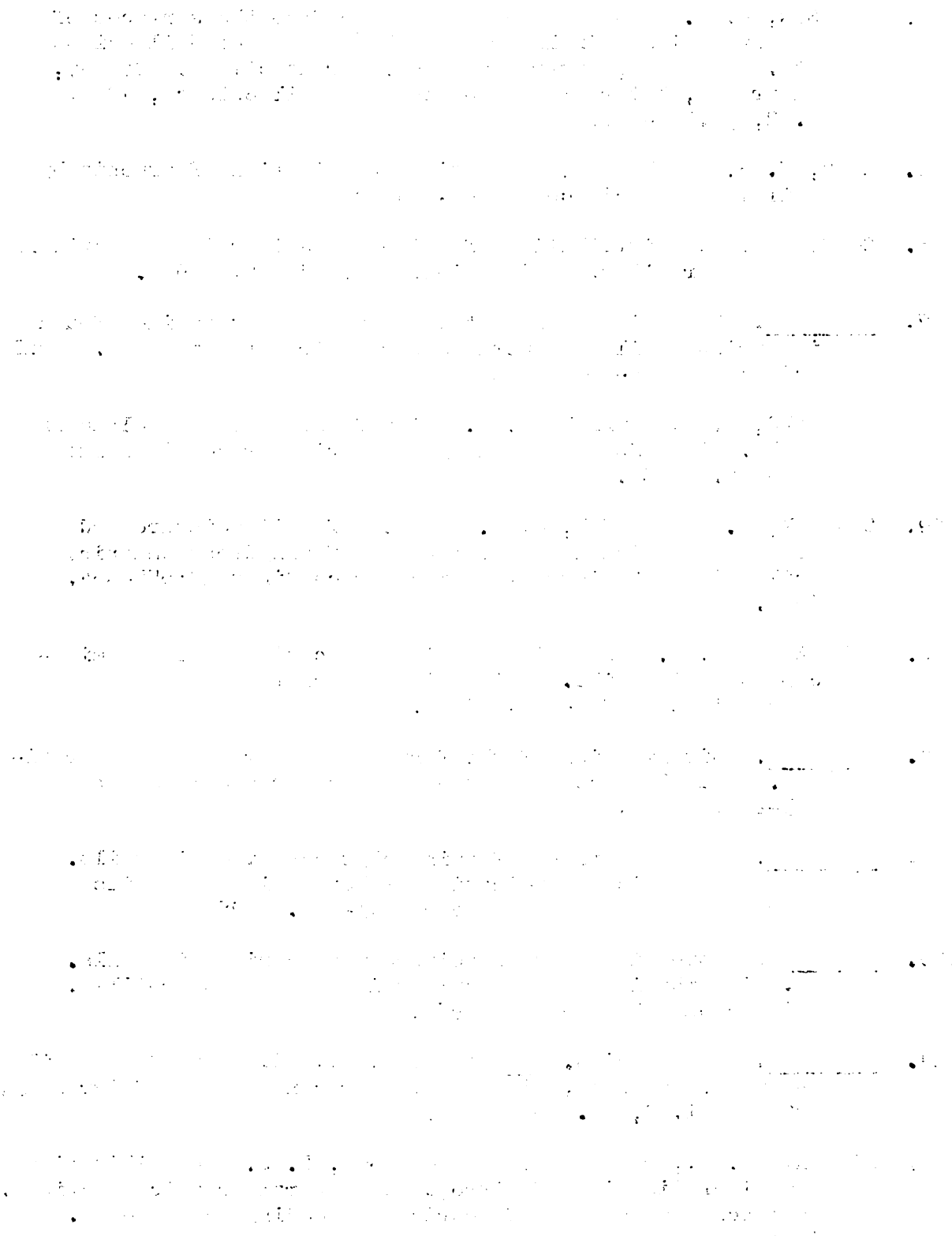
121. _____. Distribution of the forms of nitrogen in some profiles. Soil Science Society of America Proceedings 21: 283-287. 1957.

122. _____. Investigations of aminopolysaccharides in soils. I. Colorimetric determination of hexosamines in soils hydrolysates. Soil Science 83:113-122. 1957.

123. _____. Investigations of aminopolysaccharides in soils. II. Distribution of hexosamines in some soils profiles. Soil Science 84:99-106. 1957.

124. _____. Amino acids. In Black, C. A., ed. Methods of soil analysis. Madison, Wisconsin, American Society of Agronomy, 1965. vol. 2, pp. 1437-1451.

125. STEWART, B. A., PORTER, L. K. y JOHNSON, D. D. Immobilization and mineralization of nitrogen in several organic fractions. Soil Science Society of America Proceedings 27:302-304. 1963.



126. SUDO, T. y NAKAMURA, T. Hissingerite from Japon. American Mineralogist Lancaster 37:618-621. 1952.

127. TAFUR, N. y BLASCO, M. El nitrógeno en los suelos del valle del César. Acta Agronómica (Colombia) 18:7-16. 1968.

128. TAMINI, Y. N., KANEHIRO, Y. y SHERMAN, G. H. Ammonium fixation in amorphus Hawaiian soils. Soil Science 95:426-430. 1963.

129. THERON, J. J. The influence of plant on the mineralization of nitrogen and the maintenance of organic matter in the soil. Journal of Agricultural Science 41:289-292. 1951.

130. TOKUDOME, S. y KANNO, I. Nature of the humus of humic allophane soil in Japan. II. Some phisico-chemical properties of humic and fulvic acids. Soil Science and Plant Nutrition 11:1-8. 1965.

131. URBINA, A., SAN MARTIN, E. y SHAEFER, R. La actividad metabólica de algunos grupos fisiológicos de microbios en suelos Ñadis de Chile. I. Mineralización del C y N orgánicos en condiciones de laboratorio. Agricultura Técnica (Chile) 29:145-160. 1969.

132. VLASSAK, K. Total soil nitrogen and nitrogen mineralization. Plant and Soil 32:27-32. 1970.

133. WADA, K., INOUE, T. Retention of humic substances derived from rotted cloves leaves in soil containing montmorillonite and allophane. Soil Science and Plant Nutrition 13:10-16. 1967.

134. WAGNER, G. H. y MUTATKAR, V. K. Amino components of soil organic matter formed during humification of ^{14}C glucose. Soil Science Society of America Proceeding 32:683-686. 1968.

135. WAHHAB, A. K. Nitrification of urea and its loss through volatilization of ammonia under different soil conditions. Journal of Agricultural Science 55:47-51. 1960.

136. WALSH, L. M. Native fixed ammonium and fixation of applied ammonium in several Wisconsin soils. Soil Science 20: 84-87. 1959.

137. _____ y MURDOCK, J. T. Native fixed ammonium on fixation of applied ammonium in several Wisconsin soils. Soil Science 89:183-193. 1960.

138. WEBER, F. D. y GAYNEY, P. L. Relative sensitivity of nitrifying organisms to hydrogen ions in soils and in solutions. Soil Science 94:138-145. 1962.

139. WHITEHEAD, D. C. The role of nitrogen in grassland productivity. Berkshire, Commonwealth Agricultural Bureaux, 1970. 202 p.

140. WILLIAMS, C. H. Nitrogen, sulfur and phosphorus their, interactions and availability. In Jacks, G. V., ed. Soil chemistry and fertility. Aberdeen, University Press, 1967. pp. 93-111.

141. YUEN, S. H. y POLLARD, A. G. The determination of nitrogen in agricultural materials by the nessler reagent. I. Preparation of the reagent. Journal of the Science of Food and Agricultural 3:441-447. 1952.

142. YOUNG, J. L. Inorganic soil nitrogen and carbon: nitrogen ratios of some Pacific Northwest soils. Soil Science 93:397-404. 1962.

143. _____ y CATTANI, R. A. Mineral fixation of anhydrous ammonia by air-dry soils. Soil Science Society of America Proceedings 26:147-152. 1962.

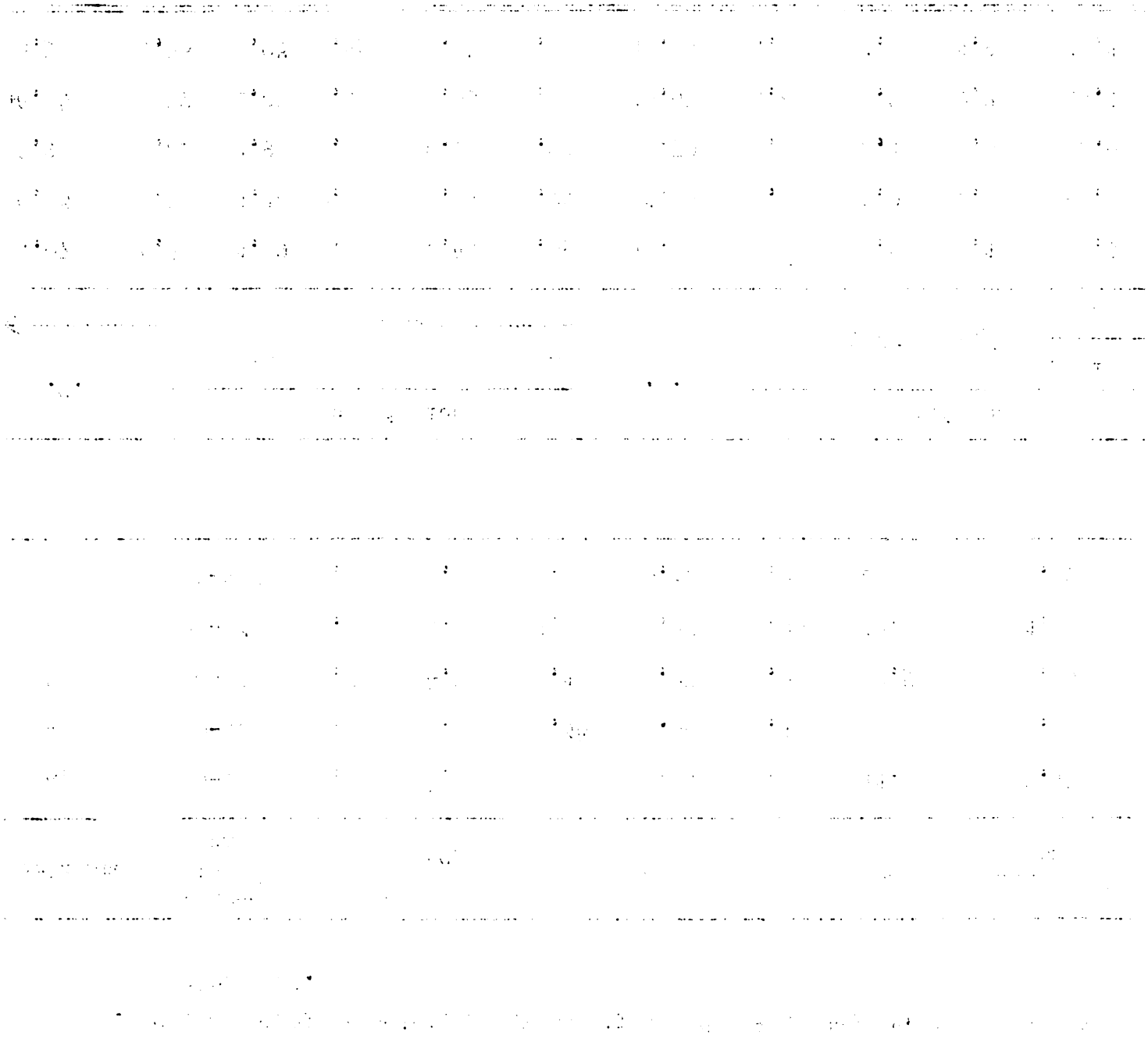
144. _____ y McNEAL, B. L. Ammonia y ammonium reactions with some layers-silicate minerals. Soil Science Society of America Proceedings 28:334-339. 1964.

A P E N D I C E

Cuadro 1. Características químicas del perfil 10 (serie La Margot, fase normal) Aguirre (2).

Horizonte	Profundidad cm	pH H_2O	pH $CaCl_2$	MO %	C %	N %	C/N	P Disponible ppm
Ap	0-20	5,3	4,5	6,66	3,84	0,35	11,0	2,15
A_3	20-40	5,4	4,6	3,34	1,94	0,13	14,9	0,90
BC	40-63	5,3	4,7	2,13	1,23	0,06	20,5	2,20
C_1	63-98	5,4	4,5	1,53	0,88	0,05	17,6	1,72
C_2	98-115	5,2	4,4	1,53	0,88	0,04	22,0	2,27

C.I.C.	Bases cambiables					S.B.	Relaciones			
	Ca	Mg	K	Na	Mn	%	K/Na	Ca/Mg	Mg/K	Ca + Mg / K
← meq/100 g de suelo →										
41,07	4,66	1,49	0,69	0,41	0,09	18,76	1,7	3,1	2,1	8,9
56,68	4,50	1,12	0,13	0,21	0,01	11,29	0,6	4,0	8,6	43,2
46,90	4,22	1,96	0,48	0,22	0,01	14,70	2,2	2,1	2,0	12,9
46,74	3,57	2,08	0,40	0,33	0,01	13,68	1,2	1,7	2,2	14,1
48,31	3,36	2,08	0,45	0,28	0,01	12,79	1,6	1,6	1,9	12,1



Cuadro 2. Características físicas del perfil 10 (serie La Margot, fase normal) Aguirre (2).

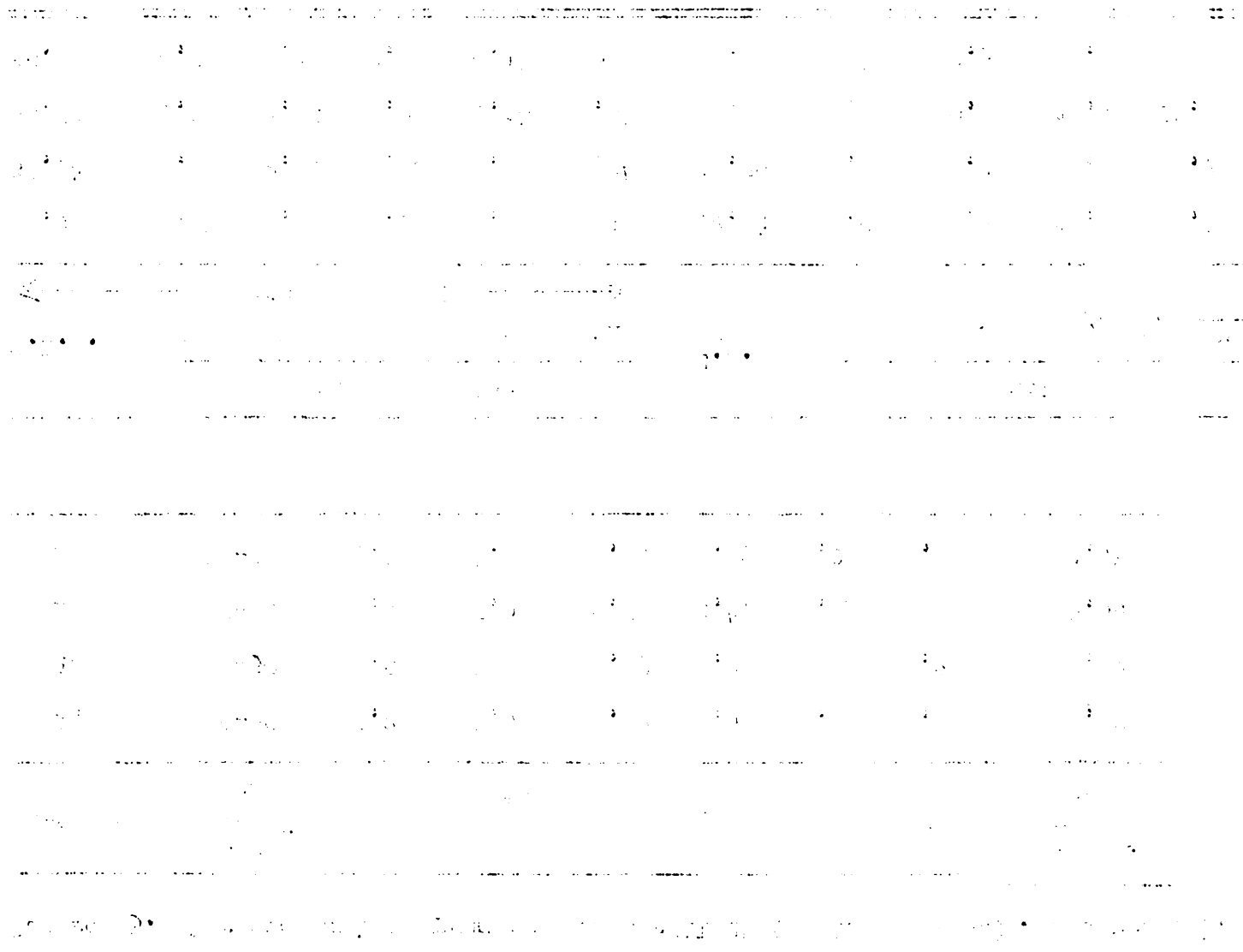
Horizontes	Profundidad cm	Densidad aparente gr/cc	Densidad partículas gr/cc	Humedad gravimétrica %	Porosidad %	Distribución de partículas			Clase textural
						Arena %	Limo %	Arcilla %	
Ap	0-20	1,10	2,6	33,59	57,69	23,00	42,00	35,00	Franco Arcilloso
A_3	20-40	1,24	2,7	40,62	54,24	15,80	26,20	58,00	Arcilloso
BC	40-63	1,14	2,7	49,12	58,09	25,00	30,00	45,00	Arcilloso
C_1	63-98	1,06	2,7	52,87	60,74	27,20	31,90	40,90	Arcilloso
C_2	98-115	1,06	2,9	57,50	63,57	29,50	30,60	39,90	Franco Arcilloso

Profundidad cm	Retención de humedad							Humedad volumétrica		Espacio aéreo		Agua disponible (0,33 y 15 bares)	Agua fácilmente (5 y 15 bares)
	0,1 bar	0,33 bar	0,5 bar	1,0 bar	5,0 bares	10,0 bares	15,0 bares	0,1 bar	0,33 bar	0,1 bar	0,33 bar		
	← % →							cc agua/100cc		← % →			
0-20	39,47	37,80	36,73	35,29	33,05	31,91	31,13	43,42	41,58	14,27	16,11	6,67	4,75
20-40	40-60	39,90	39,21	36,17	33,01	31,42	29,70	50,37	49,48	3,87	4,76	10,20	6,89

Cuadro 3. Características químicas del perfil 25 (serie Colorado). Aguirre (2).

Horizonte	Profundidad cm	pH H_2O	pH $CaCl_2$	MO %	C %	N %	C/N	P Disponible ppm
A_1	0-20	5,2	5,6	8,52	4,94	0,50	9,9	2,25
A_3	20-50	5,5	5,1	1,87	1,09	0,19	5,7	1,87
B_{21}	50-85	5,3	5,0	0,82	0,47	0,13	3,6	3,39
B_{22}	85-130	5,4	4,7	0,30	0,17	0,07	2,4	1,13

C.I.C.	Bases cambiables					S.B. %	Relaciones			
	Ca	Mg	K	Na	Mn		K/Na	Ca/Mg	Mg/K	$\frac{Ca\ Mg}{K}$
← meq/100 g de suelo →										
42,92	3,43	5,18	0,28	0,14	0,14	22,54	2,0	0,7	18,5	30,7
36,64	0,96	2,51	0,10	0,13	0,04	10,79	0,8	0,4	25,1	34,7
35,63	0,64	1,13	0,07	0,14	0,04	6,00	0,5	0,6	16,1	25,3
35,76	0,32	0,11	0,05	0,14	Tr	1,89	0,4	2,9	2,2	8,6



Cuadro 4. Características físicas del perfil 25 (serie Colorado) Aguirre (2).

Horizontes	Profundidad cm	Densidad aparente gr/cc	Densidad partículas gr/cc	Humedad gravimétrica %	Porosidad %	Distribución de partículas			Clase textural
						Arena %	Limo %	Arcilla %	
A_1	0-20	0,90	2,6	57,36	64,84	18,20	46,60	35,20	Franco Arcillo Limoso
A_3	20-50	0,95	2,7	48,35	64,94	11,20	26,20	62,60	Arcilloso
B_{21}	50-85	1,04	2,7	52,00	61,90	12,00	21,00	67,00	Arcilloso
B_{22}	85-130	1,01	2,8	57,30	63,67	8,00	13,30	78,70	Arcilloso

Profundidad cm	Retención de humedad							Humedad volumétrica		Espacio aéreo		Agua disponible (0,33 y 15 bares)	Agua fácilmente (5 y 15 bares)
	0,1 bar	0,33 bar	0,5 bar	1,0 bar	5,0 bares	10,0 bares	15,0 bares	0,1 bar	0,33 bar	0,1 bar	0,33 bar		
	← % →							cc agua/100cc		← % →			
0-20	58,33	55,70	53,09	53,00	46,39	43,58	42,85	50,50	50,13	14,34	14,71	12,85	9,31
20-50	49,44	44,60	42,30	42,10	39,70	38,82	38,54	46,97	42,37	17,97	22,57	6,06	4,90

Cuadro 5. Nitrógeno total y fracciones totales de N-Orgánico y $N\text{-}NH_4^+$ inorgánico en los suelos de la serie La Margot, bajo las tres condiciones de vegetación estudiadas.

Vegetación	Localidad	Profundidad cm	Nitrógeno Total				N-Orgánico		$N\text{-}NH_4^+$ Inorgánico	
			Suelo natural		Suelo hidrolizado					
			ppm	%	ppm	%*	ppm	%*	ppm	%*
Bosque	1	0-15	3615,84	100,00	3328,68	92,06	3498,70	96,76	117,14	3,24
	1	15-30	1722,83	100,00	1713,41	99,45	1646,89	95,59	75,94	4,41
	2	0-15	3650,84	100,00	3258,86	89,26	3576,30	97,96	74,54	2,04
	2	15-30	1969,35	100,00	1824,14	92,63	1892,96	96,12	76,39	3,88
	3	0-15	3575,51	100,00	3197,24	89,42	3492,95	97,69	82,56	2,31
	3	15-30	1688,69	100,00	1631,22	96,60	1493,92	98,85	194,77	1,15
Cultivo	1	0-15	3682,08	100,00	3351,86	91,03	3589,64	97,49	92,44	2,51
	1	15-30	2276,83	100,00	2208,43	97,00	2211,41	97,13	65,42	2,87
	2	0-15	5320,42	100,00	4494,88	84,48	5133,95	96,50	186,47	3,50
	2	15-30	3094,99	100,00	2708,98	87,53	2973,17	96,07	121,72	3,93
	3	0-15	4524,27	100,00	4036,78	89,22	4462,96	98,64	61,31	1,36
	3	15-30	2785,94	100,00	2583,77	92,74	2678,64	96,15	107,30	3,85
Pradera	1	0-15	5551,17	100,00	4816,64	86,77	5447,93	98,14	103,24	1,86
	1	15-30	2614,09	100,00	2492,57	95,35	2563,01	98,05	51,08	1,95
	2	0-15	3749,73	100,00	3396,39	90,58	3665,76	97,76	83,97	2,24
	2	15-30	659,44	100,00	651,05	98,73	542,08	82,21	117,36	17,79
	3	0-15	7421,00	100,00	6196,32	83,50	7327,65	98,74	93,35	1,26
	3	15-30	3811,72	100,00	3008,73	78,93	3690,97	96,83	120,76	3,17

* Porcentaje en base N-total suelo.

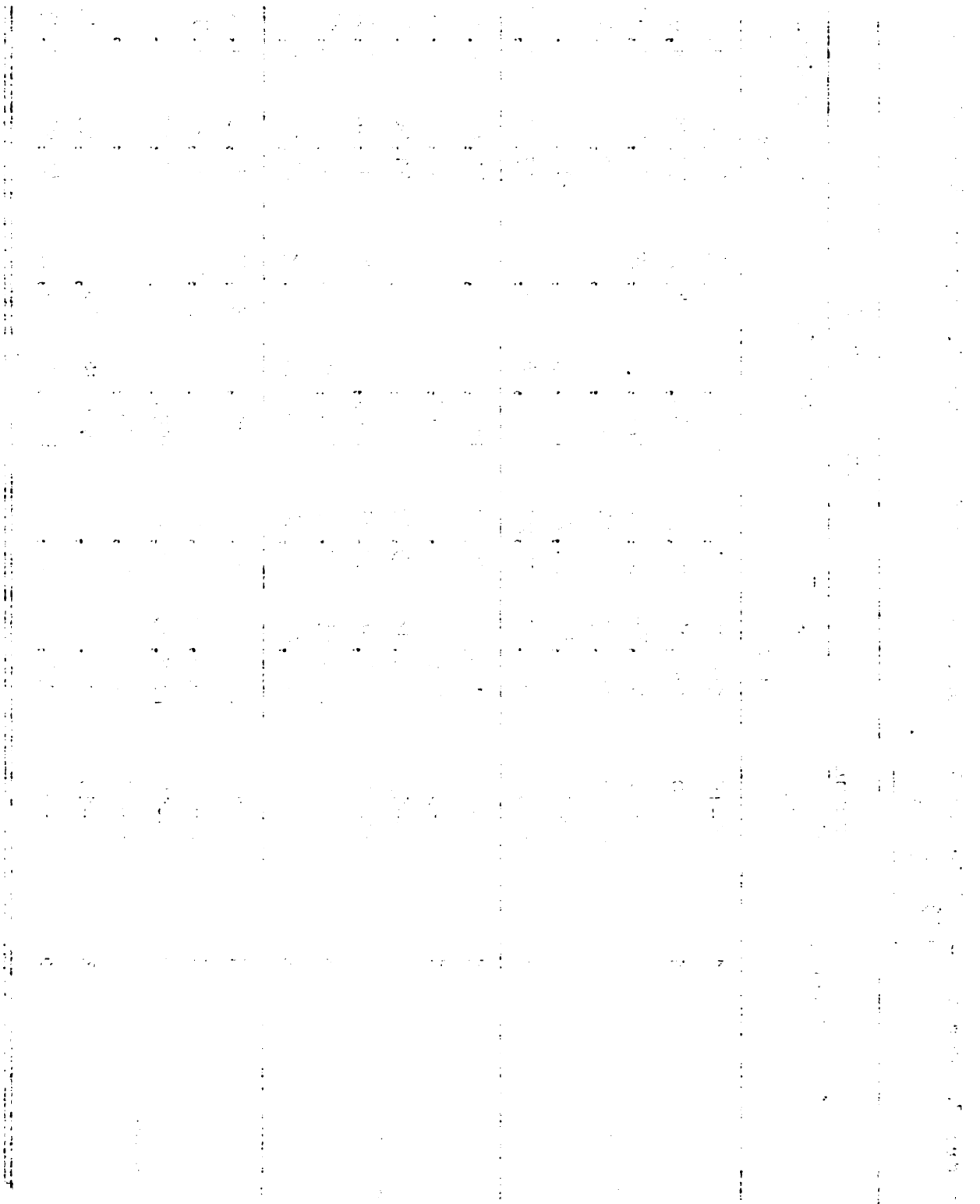
Cuadro 6. Nitrógeno total y fracciones totales de N-orgánico y $N\text{-}NH_4^+$ inorgánico en los suelos de la serie Colorado, bajo las tres condiciones de cobertura estudiadas.

Vegetación	Localidad	Profundidad cm	Nitrógeno Total				N-Orgánico		$N\text{-}NH_4^+$ Inorgánico	
			Suelo natural		Suelo hidrolizado					
			ppm	%	ppm	%*	ppm	%*	ppm	%*
Bosque	1	0-15	5143,34	100,00	4787,95	93,09	5050,91	98,20	92,44	1,80
	1	15-30	2253,50	100,00	2064,07	91,59	2202,26	97,73	51,24	2,27
	2	0-15	4930,03	100,00	4237,18	85,95	4878,43	98,95	51,60	1,05
	2	15-30	2547,15	100,00	2442,10	95,88	2471,15	97,02	76,00	2,98
	3	0-15	5072,52	100,00	4521,10	89,13	5007,74	98,72	64,78	1,28
	3	15-30	2755,13	100,00	2452,82	89,03	2663,53	96,68	91,60	3,32
Cultivo	1	0-15	3569,04	100,00	2695,03	75,51	3478,76	97,47	90,28	2,53
	1	15-30	1812,08	100,00	1692,00	93,37	1766,73	97,50	45,35	2,50
	2	0-15	4038,72	100,00	3536,61	87,57	3964,11	97,78	89,51	2,22
	2	15-30	1835,03	100,00	1661,96	90,57	1783,54	97,19	51,49	2,81
	3	0-15	3325,41	100,00	3002,28	90,28	3220,41	96,84	105,00	3,16
	3	15-30	1590,64	100,00	1324,14	83,25	1545,72	96,23	59,91	3,77
Pradera	1	0-15	5074,15	100,00	3936,64	77,58	4994,23	98,43	79,92	1,57
	1	15-30	1534,16	100,00	1473,08	96,02	1458,90	95,09	75,26	4,91
	2	0-15	4243,38	100,00	3507,42	82,66	4147,62	97,74	95,76	2,26
	2	15-30	1748,82	100,00	1539,03	88,00	1703,09	97,39	45,73	2,61
	3	0-15	5482,68	100,00	4801,07	87,57	5382,97	98,18	99,71	1,82
	3	15-30	2398,68	100,00	2178,27	90,81	2304,16	96,52	94,52	3,94

* Porcentaje en base N-Total suelo.

Cuadro 7. Formas N-Orgánico en los suelos de la serie La Margot, bajo las 3 condiciones de vegetación estudiadas.

Vegetación	Localidad	Profundidad cm	Suelo hidrolizado					
			$N\text{-}NH_4^+$		N-Aminoácido		N-Hexosaminas	
			ppm	%	ppm	%	ppm	%
Bosque	1	0-15	1136,08	31,42	1509,37	41,74	40,57	1,12
	1	15-30	633,04	36,74	946,27	54,93	33,31	1,93
	2	0-15	1177,34	32,25	1773,87	48,59	39,25	1,08
	2	15-30	670,29	34,04	670,33	34,04	67,03	3,40
	3	0-15	885,46	24,76	1384,55	38,72	217,35	6,08
	3	15-30	561,21	33,23	980,64	58,07	17,72	1,05
Cultivo	1	0-15	1160,02	31,50	1460,17	39,66	32,46	0,88
	1	15-30	799,54	35,12	1079,80	47,43	20,50	0,90
	2	0-15	1331,18	25,02	1930,22	36,28	41,60	0,78
	2	15-30	903,94	29,21	1169,60	37,79	17,32	0,56
	3	0-15	1347,65	29,79	1743,06	38,53	96,83	2,14
	3	15-30	984,60	35,34	1242,85	44,61	64,56	2,32
Pradera	1	0-15	1553,02	27,98	2018,92	36,37	77,65	1,40
	1	15-30	830,46	31,77	933,28	35,70	47,46	1,82
	2	0-15	1065,80	28,42	1594,76	42,53	86,85	2,32
	2	15-30	192,39	29,13	260,30	39,47	16,98	2,57
	3	0-15	2080,84	28,04	3145,84	42,39	8,19	0,11
	3	15-30	1056,85	27,73	1426,32	37,42	42,96	1,13



Cuadro 8. Formas de N-Orgánico en los suelos de la serie Colorado, bajo las 3 condiciones de vegetación estudiadas.

Vegetación	Localidad	Profundidad cm	Suelo hidrolizado					
			$N\text{-}NH_4^+$		N-Aminoácido		N-Hexosaminas	
			ppm	%	ppm	%	ppm	%
Bosque	1	0-15	1435,71	27,91	2498,28	48,57	48,66	0,95
	1	15-30	777,62	34,51	1190,25	52,82	95,22	4,23
	2	0-15	1350,46	27,39	2557,08	51,87	55,94	1,13
	2	15-30	664,25	26,08	1104,42	43,36	168,08	6,60
	3	0-15	1534,74	30,26	2285,05	45,05	51,16	1,01
	3	15-30	1012,81	36,76	1093,20	39,68	16,07	0,58
Cultivo	1	0-15	1053,73	29,52	1521,18	42,62	55,46	1,55
	1	15-30	623,39	34,40	862,19	47,58	6,64	0,37
	2	0-15	1209,73	29,95	1775,33	43,96	47,13	1,17
	2	15-30	604,63	32,95	983,43	53,59	0,00	0,00
	3	0-15	1105,58	33,25	1563,60	47,02	15,80	0,48
	3	15-30	523,78	32,93	698,37	43,90	22,53	1,42
Pradera	1	0-15	1262,25	24,88	1994,66	39,31	93,93	1,84
	1	15-30	470,26	30,65	929,19	60,57	50,99	3,32
	2	0-15	1213,26	28,59	1733,24	40,85	55,15	1,30
	2	15-30	548,42	31,36	869,49	49,71	46,82	2,68
	3	0-15	1591,39	29,03	1837,48	33,51	295,31	5,39
	3	15-30	824,24	34,36	1041,96	43,44	62,20	2,59

Cuadro 9. Formas de $N\text{-}NH_4^+$ Inorgánico en suelos de la serie La Margot, bajo las 3 condiciones de vegetación estudiadas.

Vegetación	Localidad	Profundidad cm	N-nativo fijo		N-Intercambiable		N-soluble en agua	
			ppm	%	ppm	%	ppm	%
Bosque	1	0-15	11,59	0,31	105,55	2,93	11,16	0,31
	1	15-30	30,38	1,76	45,56	2,65	3,50	0,20
	2	0-15	29,82	0,82	44,72	1,22	9,33	0,26
	2	15-30	1,28	0,07	75,11	3,81	4,03	0,20
	3	0-15	42,81	1,20	39,75	1,11	11,07	0,31
	3	15-30	141,36	0,84	53,41	0,31	15,52	0,92
Cultivo	1	0-15	35,63	0,97	56,81	1,54	10,14	0,28
	1	15-30	3,11	0,14	62,31	2,73	5,13	0,23
	2	0-15	123,36	2,32	63,21	1,18	20,29	0,38
	2	15-30	76,08	2,46	45,64	1,47	11,02	0,36
	3	0-15	9,20	0,20	52,11	1,16	7,57	0,17
	3	15-30	26,56	0,95	80,74	2,90	9,09	0,33
Pradera	1	0-15	38,35	0,69	64,89	1,17	15,53	0,28
	1	15-30	6,01	0,23	45,06	1,72	14,84	0,57
	2	0-15	11,99	0,32	71,98	1,92	13,82	0,37
	2	15-30	42,13	6,40	75,23	11,39	5,43	0,83
	3	0-15	5,93	0,08	87,42	1,18	15,37	0,21
	3	15-30	39,16	1,03	81,60	2,14	4,30	0,11

Cuadro 10. Formas de $N\text{-}NH_4^+$ Inorgánico en suelos de la serie Colorado, bajo las 3 condiciones de vegetación estudiadas.

Vegetación	Localidad	Profundidad cm	N-nativo fijo		N-Intercambiable		N-soluble en agua	
			ppm	%	ppm	%	ppm	%
Bosque	1	0-15	46,22	0,90	46,22	0,90	9,64	0,19
	1	15-30	3,02	0,13	48,22	2,14	3,97	0,18
	2	0-15	9,04	0,18	42,50	0,87	19,49	0,40
	2	15-30	30,40	1,19	45,60	1,79	8,51	0,33
	3	0-15	25,92	0,51	38,86	0,77	16,00	0,32
	3	15-30	16,54	0,60	75,06	2,72	13,57	0,49
Cultivo	1	0-15	35,19	0,98	55,49	1,55	10,40	0,29
	1	15-30	6,04	0,33	39,31	2,17	5,97	0,33
	2	0-15	10,92	0,27	78,59	1,95	6,87	0,17
	2	15-30	8,94	0,49	42,55	2,32	9,97	0,54
	3	0-15	49,69	1,50	55,31	1,66	9,87	0,30
	3	15-30	15,21	0,96	44,70	2,81	12,33	0,78
Pradera	1	0-15	4,57	0,09	75,35	1,48	9,26	0,18
	1	15-30	19,71	1,29	55,55	3,62	7,44	0,48
	2	0-15	20,95	0,49	74,81	1,77	8,38	0,20
	2	15-30	0,00	0,00	45,73	2,61	8,03	0,46
	3	0-15	52,97	1,13	46,74	0,69	16,93	0,31
	3	15-30	42,65	1,78	51,87	2,16	12,16	0,51

Cuadro 11. Formas de N-mineral (Suelo no incubado) en suelos de la serie La Margot, bajo las 3 condiciones de vegetación estudiadas.

Vegetación	Localidad	Profundidad cm	$N\text{-}NH_4^+$		$N\text{-}NO_3^-$		$N\text{-}NO_2^-$		N-Mineral Total	
			ppm	%	ppm	%	ppm	%	ppm	%
Bosque	1	0-15	22,08	0,61	28,86	0,80	0,00	0,00	50,94	1,41
	1	15-30	20,07	1,17	15,07	0,87	0,00	0,00	35,14	2,04
	2	0-15	8,21	0,22	6,57	0,18	6,57	0,19	21,35	0,59
	2	15-30	25,25	1,28	16,83	0,86	0,00	0,00	42,08	2,14
	3	0-15	23,58	0,66	10,11	0,28	1,68	0,05	35,37	0,99
	3	15-30	10,39	0,61	6,92	0,41	3,46	0,21	20,77	1,23
Cultivo	1	0-15	20,37	0,55	13,58	0,37	3,40	0,09	37,35	1,01
	1	15-30	15,45	0,68	15,44	0,68	0,00	0,00	30,89	1,36
	2	0-15	8,71	0,16	31,34	0,59	6,96	0,13	47,01	0,88
	2	15-30	13,41	0,43	21,79	0,70	3,35	0,12	38,55	1,25
	3	0-15	13,51	0,30	8,44	0,19	5,07	0,11	27,02	0,60
	3	15-30	16,89	0,61	23,64	0,85	1,69	0,06	42,22	1,52
Pradera	1	0-15	30,87	0,56	9,75	0,18	3,25	0,06	43,87	0,79
	1	15-30	19,86	0,76	18,21	0,70	1,65	0,06	39,72	1,52
	2	0-15	13,22	0,35	8,26	0,22	14,87	0,40	36,35	0,79
	2	15-30	16,58	2,51	13,26	2,01	1,66	0,26	31,50	4,78
	3	0-15	22,29	0,30	12,00	0,16	12,00	0,16	46,29	0,62
	3	15-30	16,18	0,42	12,59	0,33	0,00	0,00	28,77	0,75

Cuadro 12. Formas de N-mineral (Suelo no incubado) en suelos de la serie Colorado, bajo las 3 condiciones de vegetación estudiadas.

Vegetación	Localidad	Profundidad cm	$N\text{-}NH_4^+$		$N\text{-}NO_3^-$		$N\text{-}NO_2^-$		N-Mineral Total	
			ppm	%	ppm	%	ppm	%	ppm	%
Bosque	1	0-15	23,77	0,46	10,18	0,20	5,09	0,10	39,04	0,76
	1	15-30	11,62	0,52	4,98	0,22	9,97	0,44	26,57	1,18
	2	0-15	18,39	0,37	10,03	0,20	5,02	0,11	33,44	0,68
	2	15-30	11,72	0,46	11,72	0,46	3,35	0,13	26,79	1,05
	3	0-15	26,76	0,53	5,57	0,07	5,36	0,10	35,69	0,70
	3	15-30	11,84	0,43	6,73	0,24	1,68	0,06	20,19	0,73
Cultivo	1	0-15	18,24	0,51	19,90	0,56	1,66	0,04	39,80	1,11
	1	15-30	18,32	1,01	13,32	0,74	1,67	0,09	33,31	1,84
	2	0-15	19,73	0,49	19,73	0,4	3,28	0,08	42,74	1,06
	2	15-30	20,02	1,09	18,36	1,00	1,67	0,09	40,05	2,18
	3	0-15	26,44	0,79	21,48	0,65	0,00	0,00	47,92	1,44
	3	15-30	19,80	1,24	14,85	0,93	1,65	0,11	36,30	2,28
Pradera	1	0-15	26,09	0,51	6,52	0,13	1,63	0,03	34,24	0,67
	1	15-30	14,94	0,97	14,94	0,97	3,32	0,23	33,20	2,17
	2	0-15	24,73	0,58	13,19	0,31	4,95	0,12	42,87	1,01
	2	15-30	16,80	0,96	15,12	0,86	1,67	0,10	33,59	1,92
	3	0-15	29,18	0,53	13,73	0,25	1,72	0,03	44,63	0,81
	3	15-30	19,53	0,81	14,64	0,61	0,00	0,00	34,17	1,42

Cuadro 13. Medias de los tratamientos de los análisis químicos de suelos para las diferentes formas de Nitrógeno.

	La Margot		Colorado		Promedio ppm
	cm 0 - 15	cm 15 - 30	cm 0 - 15	cm 15 - 30	
N-Total					
Bosque	3614,06	1793,62	5048,62	2518,59	3243,72
Cultivo	4508,92	2719,25	3644,39	1745,91	3154,62
Pradera	5573,96	2361,75	4933,40	1893,88	3690,75
Promedio ppm	4565,65	2291,54	4542,14	2052,79	
$N\text{-}NH_4^+$ Inorgánico					
Bosque	91,41	115,69	69,60	72,94	87,41
Cultivo	113,40	98,14	94,93	52,25	89,68
Pradera	93,52	96,39	91,79	71,83	88,38
Promedio ppm	99,44	103,41	85,44	65,67	
$N\text{-}NH_4^+$ nativo fijo					
Bosque	28,07	57,67	27,05	16,65	32,36
Cultivo	56,02	35,25	31,93	10,06	33,31
Pradera	18,75	29,09	26,16	20,78	23,70
Promedio ppm	34,28	40,67	28,38	15,83	

Cuadro 13 (continuación)

	La Margot		Colorado		Promedio ppm
	cm 0 - 15	cm 15 - 30	cm 0 - 15	cm 15 - 30	
$N\text{-}NH_4^+$ intercambiable					
Bosque	63,33	58,02	42,52	56,29	55,04
Cultivo	57,37	62,89	63,13	42,18	56,39
Pradera	74,76	67,29	65,63	51,05	64,68
Promedio ppm	65,16	62,73	57,09	49,84	
N-Orgánico					
Bosque	3522,64	1677,92	4979,02	2445,64	3156,31
Cultivo	4395,51	2621,07	3554,42	1698,66	3067,41
Pradera	5480,44	2265,35	4841,60	1822,05	3602,36
Promedio ppm	4466,20	2188,11	4458,35	1988,78	
$N\text{-}NH_4^+$ Hidrolizado					
Bosque	1066,29	621,51	1440,30	818,22	970,64
Cultivo	1279,61	896,02	1123,01	583,93	986,58
Pradera	1566,55	693,23	1355,63	614,30	1057,43
Promedio ppm	1304,15	736,92	1306,31	672,15	
Hexosaminas hidrolizado					
Bosque	99,05	39,35	51,91	93,11	70,86
Cultivo	56,96	34,12	39,46	9,72	35,06
Pradera	57,56	35,80	148,13	53,33	73,70
Promedio ppm	71,19	36,42	79,83	52,05	

Cuadro 13 (continuación)

	La Margot		Colorado		Promedio ppm
	cm 0 - 15	cm 15 - 30	cm 0 - 15	cm 15 - 30	
Amino ácidos Hidrolizado					
Bosque	1555,92	865,74	2446,80	1129,29	1499,44
Cultivo	1711,15	1164,08	1620,03	847,99	1335,81
Pradera	2253,17	873,29	1855,12	846,88	1482,11
Promedio ppm	1840,08	967,70	1973,98	974,72	
N-Total Hidrolizado					
Bosque	3261,59	1722,92	4515,41	2319,66	2954,89
Cultivo	3961,17	2500,39	3077,97	1559,36	2774,72
Pradera	4803,11	2050,78	4081,70	1730,12	3166,43
Promedio	4008,62	2091,36	3891,69	1869,71	
N-Total Mineral					
Bosque	35,88	32,66	36,05	24,51	32,28
Cultivo	37,12	37,22	43,47	36,55	38,59
Pradera	42,16	33,33	40,58	33,65	37,43
Promedio ppm	38,39	34,20	40,04	31,57	
$N\text{-}NH_4$ Mineral					
Bosque	17,95	18,57	22,97	11,70	17,80
Cultivo	14,19	15,25	21,47	19,38	17,57
Pradera	22,12	17,54	26,66	17,09	20,85
Promedio ppm	18,09	17,11	23,70	16,05	

Cuadro 13 (continuación)

	La Margot		Colorado		Promedio ppm
	cm 0 - 15	cm 15 - 30	cm 0 - 15	cm 15 - 30	
$N\text{-}NO_3^-$					
Bosque	15,18	12,94	7,92	7,81	10,96
Cultivo	17,78	20,24	20,37	15,51	18,48
Pradera	10,00	14,68	11,14	14,89	12,68
Promedio ppm	14,32	15,97	13,14	12,73	
$N\text{-}NO_2^-$					
Bosque	2,75	1,15	5,15	5,00	3,51
Cultivo	5,14	1,68	1,64	1,65	2,53
Pradera	10,04	1,10	2,76	1,66	3,89
Promedio ppm	5,97	1,31	3,19	2,77	
N-soluble en agua					
Bosque	10,52	7,68	15,04	8,68	10,48
Cultivo	12,66	8,41	9,04	9,42	9,88
Pradera	14,90	8,19	11,52	9,21	10,95
Promedio ppm	12,69	8,09	11,87	9,10	

Cuadro 14. Contenido de C y relación C/N en los suelos estudiados.

Vegetación	Localidad	Profundidad cm	La Margot		Colorado	
			C %	C/N	C %	C/N
Bosque	1	0-15	3,45	9,5	4,01	7,8
	1	15-30	1,63	9,5	2,36	10,5
	2	0-15	3,13	8,6	4,07	8,3
	2	15-30	1,79	9,1	2,74	10,7
	3	0-15	3,05	8,5	3,65	7,2
	3	15-30	1,26	7,5	2,21	8,0
Cultivo	1	0-15	2,94	8,0	2,18	6,1
	1	15-30	2,15	9,4	1,63	9,0
	2	0-15	3,35	6,4	2,95	7,3
	2	15-30	2,17	7,0	1,64	8,9
	3	0-15	3,64	8,1	2,48	7,4
	3	15-30	2,48	8,9	1,57	9,9
Pradera	1	0-15	4,73	8,5	3,46	6,8
	1	15-30	2,31	8,8	1,56	10,2
	2	0-15	2,74	7,3	3,35	7,9
	2	15-30	0,62	9,4	1,75	10,0
	3	0-15	5,27	7,1	3,97	7,2
	3	15-30	3,54	9,3	2,10	8,8

Cuadro 15. N-no identificable y N-no hidrolizable en las series de suelos y condiciones vegetales estudiadas.

Serie de suelos	Profundidad cm	N-no identificable* ppm			N-no hidrolizable** ppm		
		Bosque	Cultivo	Pradera	Bosque	Cultivo	Pradera
LA MARGOT	0-15	540,33	913,45	925,83	352,47	547,75	770,85
	15-30	196,32	406,17	448,46	70,70	218,86	310,97
COLORADO	0-15	576,40	295,47	722,82	533,21	566,42	851,70
	15-30	279,04	117,72	215,61	198,93	186,55	163,76

* N-no identificable = N-Total hidrolizado - ($N\text{-}NH_4^+$ hidrolizado + Aminoácidos + Hexosaminas)

** N-no hidroliza = N-Total - N-Total hidrolizado.

Cuadro 16. Formas de N-Mineralizado (4 semanas de incubación) de 0-15 cm de profundidad, en las series La Margot y Colorado, bajo las 3 condiciones de vegetación estudiadas.

Vegetación	Localidad	$N\text{-}NH_4^+$		$N\text{-}NO_3^-$		N-Mineralizado	
		ppm	%	ppm	%	ppm	%
LA MARGOT							
Bosque	1	9,14	0,25	25,37	0,70	34,51	0,95
	2	6,87	0,19	34,84	0,95	41,47	1,14
	3	1,52	0,04	28,69	0,80	30,21	0,84
Cultivo	1	27,48	0,75	40,73	1,10	68,21	1,85
	2	82,72	1,55	19,24	0,36	101,96	1,91
	3	15,14	0,33	31,29	0,69	46,43	1,02
Pradera	1	9,71	0,17	56,32	1,01	66,03	1,18
	2	7,40	0,20	53,32	1,42	60,72	1,62
	3	7,68	0,10	59,93	0,81	67,61	0,91
COLORADO							
Bosque	1	215,05	4,18	22,32	0,43	237,37	4,61
	2	197,36	4,00	24,48	0,50	221,84	4,50
	3	199,93	3,94	27,19	0,54	227,12	4,48
Cultivo	1	80,26	2,24	35,67	1,00	115,93	3,24
	2	41,26	1,02	45,68	1,13	86,94	2,15
	3	49,38	1,48	30,62	0,92	80,00	2,40
Pradera	1	70,15	1,38	47,26	0,93	117,41	2,31
	2	63,55	1,50	54,19	1,28	117,74	2,77
	3	29,75	0,54	54,37	0,99	84,12	1,53