



“Por un Desarrollo
Agrario
Integral y Sostenible”

UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA FACULTAD DE AGRONOMÍA

Trabajo de Tesis

Estudio exploratorio del uso de microorganismos para promover la absorción de nitrógeno mediante la técnica de dilución isotópica del ^{15}N , en el cultivo del plátano (*Musa paradisiaca* L. cv CEMSA $3/4$) en CNIA-INTA, 2019-2020

Autores

Br. Hilda Luvianca Ruíz Velásquez
Br. Eugenia de los Ángeles García Picado

Asesores

Ing. MSc. Leonardo García Centeno
Ing. MSc. Martha Gutiérrez Castillo
Ing. Ericka Olmara Cabezas Fonseca
Dr. José Antonio Vera Núñez

**Managua, Nicaragua
Julio, 2022**



“Por un Desarrollo
Agrario
Integral y Sostenible”

UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA FACULTAD DE AGRONOMÍA

Trabajo de Tesis

Estudio exploratorio del uso de microorganismos para promover la absorción de nitrógeno mediante la técnica de dilución isotópica del ^{15}N , en el cultivo del plátano (*Musa paradisiaca* L. cv CEMSA ^{3/4}) en CNIA-INTA, 2019-2020

Autores

Br. Hilda Luvianca Ruíz Velásquez
Br. Eugenia de los Ángeles García Picado

Asesores

Ing. MSc. Leonardo García Centeno
Ing. MSc. Martha Gutiérrez Castillo
Ing. Ericka Olmara Cabezas Fonseca
Dr. José Antonio Vera Núñez

Presentado a la consideración del honorable comité evaluador
como requisito final para optar al grado de Ingeniero Agrónomo

**Managua, Nicaragua
Julio, 2022**

Este trabajo de graduación fue evaluado y aprobado por el honorable Comité Evaluador designado por la decanatura de la Facultad de Agronomía como requisito final para optar al título profesional de:

Ingeniero Agrónomo

Miembros del Honorable Comité Evaluador

Presidente (Grado académico y nombre)

Secretario (Grado académico y nombre)

Vocal (Grado académico y nombre)

Lugar y Fecha

DEDICATORIA

La presente tesis de grado está dedicada primeramente a Dios, por darme la vida, la sabiduría y la paciencia necesaria para culminar mi carrera, así como el entendimiento para enfrentar los diferentes problemas que se me han presentado en el recorrido hacia mis metas.

A mis padres, **Armando José Ruiz Rivas** y **Sonia del Socorro Velásquez Reyes**, quienes con su esfuerzo y dedicación me han ayudado en todo momento de manera incondicional, haciendo posible este logro.

A mi abuela por siempre creer en mí, por darme apoyo en mi camino a convertirme en una profesional.

A cada uno de los profesores que aportaron sus conocimientos para poder consolidar mi aprendizaje y mi formación como profesional; les agradezco de todo corazón por sus valiosas enseñanzas.

A mi amiga y compañera de tesis **Br. Eugenia de los Ángeles García Picado** por su apoyo incondicional en todo el trayecto de la tesis.

Br. Hilda Luvianca Ruíz Velásquez

DEDICATORIA

Dedico esta tesis principalmente a Dios y a la Virgen de Guadalupe por permitirme culminar la carrera de Ingeniería Agronómica.

A mi familia, en especial, a mis padres **Angela Eugenia Picado Solís** y **Dimas Augusto García Espinoza** como reconocimiento a todo lo que he logrado por su esfuerzo y dedicación. Gracias por brindarme su apoyo incondicional. A mí tía **Ada Nubia Picado Solís** por darme amor, fe y enseñarme a seguir adelante buscando mis sueños y metas; a mí prima **Ing. María Virginia Orozco Picado** por todo el cariño que me ha dado, por enseñarme a no darme por vencida.

Además, quiero darle tributo a la **Sra. Gladys Indiana Vargas Pereira** por haber apoyado a mis hermanos **Héctor Caldera**, **Bruno García**, **Ing. Ruddy García** y a mí en nuestros estudios, y sobre todo por ayudar a formar a las personas que somos hoy en día. Fuiste y siempre serás un ángel para mí.

A mis asesores **MSc. Martha Gutiérrez**, **MSc. Leonardo García**, **Ing. MSc. Rodolfo Munguía** y **Dr. José Antonio Vera** quienes nos apoyaron en el transcurso de nuestra tesis, con paciencia y sabiduría.

Por último, pero no menos importante, a **Br. Hilda Luvianca Ruíz Velásquez**, mi compañera de tesis y mejor amiga, gracias por estar siempre en los buenos y malos momentos.

Br. Eugenia De Los Ángeles García Picado

AGRADECIMIENTO

A Dios, nuestro señor por habernos dado la vida y el tiempo para culminar este trabajo y alcanzar una de nuestras metas.

A nuestros asesores y amigos, **Ing. MSc. Martha Gutiérrez, Ing. MSc. Leonardo García, Ing. MSc. Rodolfo Munguía**, por todas las enseñanzas y orientaciones que nos brindaron y sobre todo por dedicar parte de su valioso tiempo a la realización de esta investigación.

Al Organismo Internacional de Energía Atómica (IAEA), **Dr. José Antonio Vera** especialista de la investigación del Uso de Técnica Isotópicas en estudios de la relación Planta-Microorganismo-Fertilizante por su asesoramiento en todo el trayecto y al Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria (INTA), **Ing. M.S.c. Donald Juárez, Ing. Ana Pineda Medina y Ing. Ericka Olmara Fonseca** quienes nos brindaron los microorganismos (Inóculos) y el establecimiento del ensayo experimental para poder llevar a cabo nuestro trabajo.

A nuestros amigos, **Ing. Donald Flores, Br. Elvin Carballo, Ing. Adolfo Alvares, Ing. Silvio Carrión, Ing. Beyner Acevedo, Ing. Jeyson Lira** que nos brindaron su apoyo al momento de establecer nuestro ensayo y en cada momento de la carrera.

A nuestros compañeros de clases: Ing. José René Jarquín, Ing. Yaring Briones, Ing. Yosmara Belén Martínez, Ing. Heydi Gutiérrez, Ing. Samuel Úbeda, Ing. Wanky Castro, entre otros. Gracias a mis amigos por estar siempre en las buenas y en las malas: Ing. José Emilio Arriaza e Ing. Johnry Hawkins.

A la Universidad Nacional Agraria (UNA), Facultad de Agronomía (FAGRO) y a todos los docentes de la facultad, que a lo largo de la carrera contribuyeron a la meta que nos propusimos, ya que sin las oportunidades brindadas y sus enseñanzas no hubiese sido posible la culminación de esta labor.

Br. Hilda Luvianca Ruíz Velásquez
Br. Eugenia de los Ángeles García Picado

INDICE DE CONTENIDO

SECCIÓN	PÁGINA
DEDICATORIA	i
AGRADECIMIENTO	iii
INDICE DE CUADROS	iv
INDICE DE FIGURAS	v
INDICE DE ANEXOS	vi
RESUMEN	viii
ABSTRACT	ix
I. INTRODUCCIÓN	1
II. OBJETIVOS	3
2.1. Objetivo General	3
2.2. Objetivos Específicos	3
III. MARCO DE REFERENCIA	4
3.1. Generalidades del cultivo de musáceas	4
3.2. Clasificación taxonómica del plátano	4
3.3. Morfología del plátano	5
3.4. Importancia económica y distribución geográfica	6
3.5. Reproducción in vitro del plátano	6
3.6. Variedad CEMSA 3/4	7
3.7. Inoculante biológico	7
3.8. Características de un buen inoculante	8
3.9. Micorriza	8
3.10. Función principal de la micorriza	8
3.11. Efecto de la micorriza en la absorción de fósforo	9
3.11.1. Ectomicorriza	9
3.12. Importancia ectomicorriza	10
3.13. Rizobios	10
3.14. Técnicas isotópicas	11
IV. MATERIALES Y MÉTODOS	13
4.1. Ubicación del área de estudio	13
4.2. Diseño metodológico	14
4.2.1. Descripción del diseño experimental	14

4.3.	Establecimiento del ensayo	16
4.4.	Fertilización e inoculación	16
4.5.	Riego	16
4.6.	Muestreo y variables evaluadas	17
4.6.1.	Altura de planta (cm)	17
4.6.2.	Diámetro del pseudotallo (cm)	17
4.6.3.	Número de hojas por planta	17
4.6.4.	Biomasa seca (g pta ⁻¹)	17
4.6.5.	Absorción del total N (% Nt)	18
4.6.6.	Rendimiento del Nitrógeno Total (g planta ⁻¹) (RNT)	18
4.6.7.	Nitrógeno derivado del fertilizante (Nddf)	18
4.6.8.	Rendimiento de Nitrógeno derivado del fertilizante (RNddf)	19
4.6.9.	Uso eficiente del Nitrógeno (UEN)	19
4.7.	Manejo de malezas	19
4.7.1.	Manejo de plagas y enfermedades	19
4.7.2.	Control biológico	20
4.8.	Análisis de datos	20
V.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN	22
5.1.	Altura de la planta (cm)	22
5.2.	Diámetro del pseudotallo (cm)	25
5.3.	Número de hojas por planta	27
5.4.	Biomasa seca (g pta ⁻¹)	29
5.5.	Uso eficiente del nitrógeno	31
5.5.1.	Nitrógeno total (Nt)	32
5.5.2.	Rendimiento del Nitrogeno Total (RNT)	35
5.5.3.	Nitrógeno derivado del fertilizante (Nddf)	38
5.5.4.	Rendimiento del N derivado del fertilizante (RNddf)	41
5.5.5.	Uso eficiente del nitrógeno (UEN)	44
VI.	CONCLUSIONES	47
VII.	RECOMENDACIONES	48
VIII.	LITERATURA CITADA	49
IX.	ANEXOS	53

INDICE DE CUADROS

CUADRO		PÁGINA
1.	Clasificación taxonómica del plátano	4
2.	Descripción de los factores principales y sus niveles	14
3.	Descripción de los tratamientos experimentales en plántulas de plátano cv. CEMSA $\frac{3}{4}$ fertilizadas e inoculadas en condiciones de invernadero CNIA-INTA, 2019-2020	15
4.	Nitrógeno total (Nt) en plántulas de plátano cv. CEMSA $\frac{3}{4}$ fertilizadas e inoculadas en condiciones de invernadero CNIA-INTA, 2019-2020	34
5.	Rendimiento del N total, en plántulas de plátano cv. CEMSA $\frac{3}{4}$ fertilizadas e inoculadas en condiciones de invernadero CNIA-INTA, 2019-2020	37
6.	Nitrógeno derivado del fertilizante en plántulas de plátano cv. CEMSA $\frac{3}{4}$ fertilizadas e inoculadas en condiciones de invernadero CNIA-INTA, 2019-2020	40
7.	Rendimiento del N derivado del fertilizante en plántulas de plátano cv. CEMSA $\frac{3}{4}$ fertilizadas e inoculadas en condiciones de invernadero CNIA-INTA, 2019-2020	42
8.	Eficiencia de la fertilización de las plántulas de plátano cv. CEMSA $\frac{3}{4}$ fertilizadas e inoculadas en condiciones de invernadero CNIA-INTA, 2019-2020	45

INDICE DE FIGURAS

FIGURA		PÁGINA
1.	Ubicación geográfica del área de Estudio CNIA-INTA, 2019-2020	13
2.	Efecto de Micorrizas Arbusculares (HMA) y Rhizobium combinado con fertilización U 460 mg N kg ⁻¹ , U 230 mg N kg ⁻¹ , SA 430 mg N kg ⁻¹ y SA 215 mg N kg ⁻¹ , sobre la altura de plántulas de plátano variedad CEMSA 3/4 en la etapa de invernadero CNIA-INTA, 2019-2020	24
3.	Efecto de Micorrizas Arbusculares (HMA) y Rhizobium combinado con fertilización U 460 mg N kg ⁻¹ , U 230 mg N kg ⁻¹ , SA 430 mg N kg ⁻¹ y SA 215 mg N kg ⁻¹ , sobre el diámetro del pseudotallo de plántulas de plátano variedad CEMSA 3/4 en la etapa de invernadero CNIA-INTA, 2019-2020	26
4.	Efecto de Micorrizas Arbusculares (HMA) y Rhizobium combinado con fertilización U 460 mg N kg ⁻¹ , U 230 mg N kg ⁻¹ , SA 430 mg N kg ⁻¹ y SA 215 mg N kg ⁻¹ , sobre el número de hojas en plántulas de plátano variedad CEMSA 3/4 en la etapa de invernadero CNIA-INTA, 2019-2020	28
5.	Efecto de Micorrizas Arbusculares (HMA) y Rhizobium combinado con fertilización U 460 mg N kg ⁻¹ , U 230 mg N kg ⁻¹ , SA 430 mg N kg ⁻¹ y SA 215 mg N kg ⁻¹ , sobre la biomasa seca de las plántulas de plátano variedad CEMSA 3/4 en la etapa de invernadero CNIA-INTA, 2019-2020	30

INDICE DE ANEXOS

ANEXO		PÁGINA
1.	Esquema de la aplicación de las Micorrizas Arbusculares (HMA) y Rhizobium mezclado con fertilizantes U 460 mg kg ⁻¹ , U 230 mg kg ⁻¹ , SA 430 mg kg ⁻¹ y SA 215 mg kg ⁻¹ de las plántulas del CEMSA ¾ en la etapa de invernadero CNIA-INTA, 2019-2020	53
2.	Croquis del ensayo, evaluación del uso de Micorrizas Arbusculares (HMA) y Rhizobium y de fertilizante marcado ¹⁵ N en el cultivo de plátano variedad CEMSA ¾ en CNIA-INTA, 2019-2020	53
3.	Preparación del sustrato con Compost y Lombrihumus mezclando de manera homogénea y aplicando PHYTON 24 SA	54
4.	Aplicación de la fertilización de fondo con fósforo y potasio (12-61-00) con ración de 5 g por planta	54
5.	Aplicación de inóculos micorrizicos y Rhizobium a las plántulas de plátano variedad CEMSA ¾ aplicado entorno al sistema radicular de la plántula	54
6.	Sistema de riego por goteo, con aplicación de una lámina de agua total de 2,500 mm en plántulas de plátano variedad CEMSA ¾ CNIA-INTA 2019-2020	55
7.	Medición de la variable altura, en plántulas de plátano variedad CEMSA ¾ CNIA-INTA 2019-2020	55
8.	Extracción de plántulas para medición del peso fresco de la biomasa área, variedad CEMSA ¾, CNIA-INTA 2019-2020	55
9.	Separación del pseudotallo y las raíces en plántulas de plátano variedad CEMSA ¾, CNIA-INTA 2019-2020	55
10.	Proceso de secado de las muestras del Pseudotallo, plántulas de plátano variedad CEMSA ¾, en horno de aire forzado a 65°C por 72 h.	56

11.	Toma de peso seco de las muestras de plátano, variedad CEMSA ¾ CNIA-INTA, 2019-2020	56
12.	Proceso de molienda de las plántulas de plátano, variedad CEMSA 3/4 para su envío al laboratorio y análisis de ¹⁵ N	56

RESUMEN

La presente investigación se realizó en el Centro Nacional de Investigación Agropecuaria (CNIA-INTA) durante el año 2019-2020 localizado en el municipio de Tipitapa, departamento de Managua. Geográficamente, el área se localiza entre las coordenadas 12° 05 latitud norte y 86° 09 longitud oeste, a una altitud de 56 msnm. El experimento se estableció en macetas de 20 kg, como sustrato se utilizó tierra franco arenoso (desinfectada, compost y lombriz humus). Los tratamientos se establecieron bajo un arreglo bifactorial en diseño completamente al azar (DCA), el objetivo de la investigación fue determinar el uso eficiente del nitrógeno utilizando dos fuentes, (Urea 460 y 230 y Sulfato de amonio 430 y 215 mg kg⁻¹) combinados con microorganismos (Micorrizas 1, Micorriza 2 y Rhizobium), utilizando técnicas isotópicas. El cultivar utilizado fue plátano, variedad CEMSA ¾. El nitrógeno total en la planta fue sostenidamente mayor con la aplicación de Urea a razón de 460 mg kg⁻¹ + M₁+M₂ con 3.29 a 3.12 % de N, seguida de 460 mg kg⁻¹ + M₁+M₂ +R con 2.97 y 2.89 % de N desde el inicio hasta el final de las evaluaciones. Las combinaciones de Urea en las dosis más altas, 460 mg kg⁻¹ con todas las mezclas de microorganismos evaluadas, aumentaron la absorción del N proveniente del fertilizante, los mayores valores fueron alcanzados por 460 mg kg⁻¹ + M₁+M₂ con 7.11 % desde 4.63 % al inicio, y por U 460 mg kg⁻¹ + M₁+M₂ +R con 1.54 % al final de ciclo, en el resto de las evaluaciones no hubo diferencias entre estos dos tratamientos. El rendimiento del Nitrógeno también siguió la misma tendencia, solo que el mayor rendimiento se obtuvo con el tratamiento U 460 mg kg⁻¹ + M₁+M₂+R variando de 6.51 a 95.61 mg de N pta⁻¹. El uso eficiente del N fue aumentado cuando se utilizó Urea 460 mg kg⁻¹ combinado con microorganismos, lográndose los mayores valores de eficiencia entre los 90 y 120 ddt. El mayor valor de eficiencia se alcanzó a los 90 ddt por la combinación Urea 460 mg kg⁻¹ + M₁+M₂ +R con 37.14 %. Ninguno de los tratamientos alcanzó el 50% de eficiencia.

Palabras claves: Microorganismos, isótopo ¹⁵N, fertilizante.

ABSTRACT

This research was carried out at the National Center for Agricultural Research (CNIA-INTA) located in the municipality of Tipitapa, Managua department in the years 2019 - 2020. Geographically, the area is located between the coordinates 12° 05 north latitude and 86° 09 west longitude, at an altitude of 56 meters above sea level. The experiment was established in 20 kg pots. As substrate, sandy loam soil was used (disinfected, compost and earthworm humus). The treatments were established under a bifactorial arrangement in a completely random design (DCA). The purpose of the research was to determine use of nitrogen with two sources (Urea 460 and 230 and ammonium sulfate (430 and 215 mg kg⁻¹) combined with microorganisms (Mycorrhizae 1, Mycorrhizae 2 and Rhizobium), using isotopic techniques in CEMSA ¾ variety. Total nitrogen in plant was consistently higher with application of Urea at a rate of 460 mg kg⁻¹ + M₁+M₂ with 3.29 to 3.12% of N, followed by 460 mg kg⁻¹ + M₁+M₂ +R with 2.97 and 2.89% of N from the beginning to the end of the evaluations. Urea combinations in the highest doses, 460 mg kg⁻¹ with microorganism, increased the absorption of N from the fertilizer. The highest values were reached by 460 mg kg⁻¹ + M₁+M₂ with 7.11% from 4.63% at the beginning, and by U 460 mg kg⁻¹ + M₁+M₂ +R with 1.54% at the end of the cycle. There were no differences between these two treatments in the rest of the samples. Nitrogen yield also followed the same trend. The highest yield was obtained with U 460 mg kg⁻¹ + M₁+M₂ +R treatment, varying from 6.51 to 95.61 mg of N pta⁻¹. Efficient use of N was increased when Urea 460 mg kg⁻¹ combined with microorganisms was used, achieving the highest efficiency between 90 and 120 ddt. The highest efficiency value was reached at 90 dat by the combination Urea 460 mg kg⁻¹ + M₁+M₂ +R with 37.14%. None of the treatments reached 50% efficiency.

Keywords: Microorganisms, ¹⁵N isotope, fertilizer.

I. INTRODUCCIÓN

“El plátano (*Musa* spp.), es una fruta tropical originaria del suroeste asiático, perteneciente a la familia de las musáceas” (Simmonds, 1962, p. 1). Según Food and Agriculture Organization (FAO, 2000, p.3) “este rubro se cultivaba en el sur de la India alrededor del siglo V antes de cristo, fue introducido posiblemente en África del Este y Oeste, entre los años 1,000 y 1,500 de la era cristiana; finalmente llegó al Caribe y Latinoamérica, poco después del descubrimiento del continente”.

El plátano constituye un rubro de primer orden en la dieta alimenticia de sus habitantes. Además, es un cultivo de importancia económica, pues ofrece generación de empleo y flujo de ingresos constantes, más si se establece para ser exportada a países de fuera de la región centroamericana (Landaverde, 2001 p.41). Asimismo, el Instituto Interamericano de Cooperación para la Agricultura (IICA, 2004, p.37) declara que Nicaragua al ser un país de vocación agrícola, posee diferentes zonas que ofrecen condiciones que van desde las adecuadas hasta las óptimas para la siembra de musáceas, con altas posibilidades de rentabilidad económica o de seguridad alimentaria. Entre estas zonas están: Rivas, Granada, Carazo, Managua, León, Chinandega, Matagalpa, Jinotega, Nueva Segovia y zonas de la RAAN y RAAS.

El desarrollo de una planta de plátano comprende tres etapas: vegetativa, floral y de fructificación, siendo la fase vegetativa la de especial interés para la programación de la fertilización, pues en ella se produce la formación de las raíces, el desarrollo del pseudotallo, los hijos y la mayoría de las hojas (Guerrero, 2010, p.2).

“El nitrógeno (N) es considerado uno de los nutrientes de mayor importancia en el manejo de la fertilización del cultivo del plátano, debido a que las necesidades de este nutriente en la planta son altas” (Ortiz, López, Ponchner, Segura, A, 1999, p.186). El problema más importante relativo al ciclo del N, son las pérdidas del nitrógeno del suelo, ya sea en forma de gases, por los procesos de

nitrificación y volatilización de óxidos de nitrógeno (N_2O). Así mismo, “la acumulación de NO_3^- en el subsuelo, por lixiviación, puede incorporarse a las aguas subterráneas o bien ser arrastrados por escorrentía hacia los cauces y reservorios superficiales” y que la planta no aproveche esta nutrición (Weisenburger 1991, p. 302-315).

Existen microorganismos que son fijadores de nitrógeno simbióticos que fijan nitrógeno asociados con plantas que proveen a la planta nitrógeno a cambio de carbono y de un hábitat de protección donde se incluye un grupo de bacterias las cuales han evolucionado sistemas enzimáticos complejos para la reducción de N_2 a NH_4^+ y de otros microorganismos que favorecen un mejor crecimiento de raíces y con ello a una mejor utilización de los nutrientes del suelo. La meta de la fijación biológica de nitrógeno es contribuir al desarrollo de la agricultura y que permite en gran medida poder disminuir la dependencia de los fertilizantes químicos (procesos contaminantes y altamente consumidores de energía) (Caballero, 1999, p.16).

“Es por ello que existe un desarrollo de tecnologías conducentes a suministrar nitrógeno a las plantas de fuentes diferentes a los fertilizantes químicos, empleando técnicas isotópicas de ^{15}N en estudios sobre fuentes alternativas de nitrógeno para los cultivos con microorganismos” (Llovera, J. 1999, p. 16).

El objetivo de esta investigación es generar información sobre el uso de microorganismos mediante la técnica isotópica del ^{15}N en CEMSA $\frac{3}{4}$, brindando información para los productores sobre el manejo de nuevas tecnologías en la eficiencia de la fertilización durante las primeras etapas del desarrollo vegetativo del cultivo de plátano.

II. OBJETIVOS

2.1. Objetivo General

Generar información sobre el efecto del uso de microorganismos en la eficiencia de absorción del nitrógeno, utilizando la técnica isotópica del ^{15}N en el cultivo de plátano (*Musa paradisiaca* L. cv. CEMSA ¾) bajo condiciones de vivero.

2.2. Objetivos Específicos

1. Comparar el efecto de la inoculación con micorrizas y rhizobium sobre las variables de crecimiento en plántulas de plátano cv. CEMSA ¾ con aplicaciones de fertilizantes marcados con el isótopo ^{15}N .
2. Cuantificar el efecto de la inoculación con micorrizas y rhizobium y la fertilización con ^{15}N -Urea y ^{15}N -Sulfato de amonio marcados con el isótopo de ^{15}N sobre la producción de biomasa seca aérea de plántulas de plátano cv. CEMSA ¾.
3. Determinar el efecto de la inoculación con micorrizas y rhizobium y la fertilización con ^{15}N -Urea y ^{15}N -Sulfato de amonio marcados con el isótopo de ^{15}N sobre la eficiencia de absorción del fertilizante ^{15}N de plántulas de plátano cv. CEMSA ¾.

III. MARCO DE REFERENCIA

3.1. Generalidades del cultivo de musáceas

Algunos autores señalan que la introducción de este cultivo en América se remota hasta 1516, traído por el sacerdote Tomas de Berlanga desde Gran Canaria hasta Santo Domingo. Por otra parte, otros autores mencionaban que también pudo introducirse a través de los esclavos de Brasil. Una vez en el continente, la expansión de este cultivo fue rápida en el centro y sur de América (Palma, Paz y Perfecto, 2006, p.3).

El Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria (INTA, 1997) menciona que las musáceas comprenden unas 70 especies estrictamente tropicales, pero ampliamente distribuidas y cultivadas en el trópico y subtropical del planeta. Nicaragua junto a Guatemala y México son mencionados como los países del área de más reciente historia en la introducción de este cultivo. Por razones socio económicas, políticas y de infraestructura (vías de acceso) las siembras comerciales de musáceas están localizadas en el Pacífico, a pesar que el régimen de precipitación no es el adecuado para su desarrollo. (p.68)

3.2. Clasificación taxonómica del plátano

El plátano es una planta herbácea perteneciente de la familia musácea, y su clasificación taxonómica se muestra en el Cuadro 1.

Cuadro 1. Clasificación taxonómica del plátano

Reino	Plantae
Division	Magnoliophyta
Clase	Liliopsida
Orden	Zingiberales
Familia	Musaceae
Género	Musa
Especie	paradisiaca L

Fuente: Mejía (2018)

3.3. Morfología del plátano

Morfológicamente la planta está compuesta por un tallo modificado llamado cormo, que produce hijos que salen horizontalmente del mismo y presentan crecimiento ortotrópico. Un cormo puede llegar a medir alrededor de 300 mm de diámetro y es un órgano de almacenamiento de nutrientes muy importante para el desarrollo de los hijos y del racimo de la planta. Antes de la floración almacena el 45% del total de la materia seca de la planta, valor que puede disminuir al 30% cuando el fruto está madurando, por efecto de la redistribución de asimilados para la producción de frutos. Los hijos o chupones reemplazarán a la planta principal o planta madre cuando esta sea cosechada. (Robinson y Galán, 2012; Bhende y Kurien, 2015, p.4)

“Las raíces adventicias se originan en el cormo y se clasifican en primarias, secundarias y terciarias”. (Lecompte, Vaucelle, Pages y Ozier-Lafontaine, 2002; Karamura, Karamura, y Blomme, 2011, p.19)

Las primeras se originan normalmente en la parte central del cilindro del cormo en grupos de dos, tres o cuatro siendo más frecuentes los grupos de tres, poseen diámetro entre 5 y 8 mm y son de color blanco cuando están sanas, tornándose posteriormente grises o eventualmente cafés antes de la senescencia. El número de raíces primarias puede estar entre 200 a 500, pero si se incluyen las de los hijos pueden llegar a 1000. Las raíces secundarias se forman en el protoxilema cerca de los ápices de las raíces primarias ayudando a explorar el suelo, y sobre estas como sobre las primarias se desarrollan las raíces terciarias. (Sánchez y Mira, 2013, p. 636)

“Las hojas se originan en el meristemo central del primer hijo aparecido del cormo en forma escalonada, seguidas por hojas espada más amplia y finalmente hojas cuya lámina se hace más ancha hasta llegar a la máxima expansión foliar”. (Robinson y Galán, 2012, p.18). “La distribución de las hojas sobre el pseudotallo es en espiral y están conformadas por vaina, peciolo, nervadura

central y lámina. Una planta de banano puede producir alrededor de 41 hojas durante su ciclo de desarrollo, una más o menos cada 7 a 10 días”. (Martínez, D, Cayón y Torres, 2006 p.18)

3.4. Importancia económica y distribución geográfica

El plátano es la fruta tropical más cultivada y una de las cuatro más importantes en términos globales, sólo por detrás de los cítricos, la uva y la manzana. Es considerado un producto básico y de exportación; además que constituye una importante fuente de empleo e ingresos en numerosos países en desarrollo. (Landaverde, 2001)

Los países de Latinoamérica y el Caribe producen la mayor cantidad de los plátanos que entran en el comercio internacional, a pesar de que los principales productores son la India y China, donde representa el principal cultivo de las regiones húmedas y cálidas del sud oeste asiático. Los principales importadores son Europa, EE.UU, Japón y Canadá. Los consumidores del norte lo aprecian sólo como un postre, pero constituye una parte esencial de la dieta diaria para los habitantes de más de cien países tropicales y subtropicales. (Landaverde, 2001)

3.5. Reproducción in vitro del plátano

El plátano es uno de los cultivos de mayor importancia económica en Nicaragua, siendo un rubro que genera una gran fuente de ingresos a pequeños, medianos y grandes productores, pero actualmente, las plantaciones enfrentan serios problemas fitosanitarios, uso de material de mala calidad y la poca disponibilidad de materiales de siembra de excelente calidad genética.

“La propagación in vitro de la especie *Musa acuminata* donde se utilizan los meristemos apicales extraídos de los cormos, debido a que estos meristemos tienen un crecimiento longitudinal y también por su total potencial. Los meristemos se establecen en un medio de cultivo adecuado donde puede crecer una nueva planta.” (Ortega, Korvena, Ruiz, Santos y Peralta, 2010, p.4) El propósito de trabajar con plantas *in vitro* es obtener nuevos genotipos o clones que sean resistentes a plagas y enfermedades como bacterias, hongos y virus, lo que ayudará a tener un material vegetativo libre de todo agente patógeno, contribuyendo al incremento en los rendimientos y a una mayor facilidad en la comercialización del producto

con mayor calidad biológica.

En la actualidad se cuenta con tres principales clones de plátano como: cuerno enano, cuerno gigante y CEMSA ¾. Nuestro estudio se realizó con el último clon.

3.6. Variedad CEMSA ¾

La variedad de plátano CEMSA ¾ se caracteriza por tener plantas vigorosas, pseudotallo cilíndrico, color verde en sus hojas y disposición de hojas rectas. Esta se obtuvo mediante hibridación de *Musa acuminata* y *Musa balbisiana*.

El cultivo CEMSA ¾ (AAB) presenta un hábito foliar normal, con una altura que varía entre 2.15 - 2.75 m. La disposición de las hojas es recta, el color de pseudotallo y de los frutos es verde, la disposición de los frutos es curvo hacia arriba. La duración del primer ciclo vegetativo (siembra-floración) dura de 210-270 días y la del ciclo productivo (floración-cosecha) de 90-110 días. El peso neto del racimo es de 10-13 kg con un número de dedos por racimo de 46 ± 15 dedos. Es susceptible a la Sigatoka negra (*Mycosphaerella fijiensis* Mor ellet), a los nematodos y resistentes al Mal de Panamá (*Fusarium oxysporum* f. si cubense (Foc). El rendimiento potencial es 33.3-43.0 t ha⁻¹ para sistemas extradensos (3333 plantas ha⁻¹) (Martínez *et al.*, 2006, p.18).

3.7. Inoculante biológico

Vassilev *et al.* (2001) aseguran que “los inoculantes microbianos pueden ser considerados como la elaboración y propagación de microorganismos que pueden remplazar parcial o totalmente a los fertilizantes químicos o convencionales” (p.237-242). Los inóculos microbianos pueden estar conformados por uno o varios microorganismos benéficos, los cuales se pueden encontrar en distintas formas, por ejemplo: en caldos de cultivos, en polvo o granulado e inmovilizados en soportes).

3.8. Características de un buen inoculante

Para que un inoculante pueda ser considerado eficiente debe contener aproximadamente una concentración de 1.0×10^6 bacterias vivas por unidad. En el instante de la aplicación, no debe tener contaminantes que puedan afectar el desarrollo óptimo de los microorganismos benéficos en el suelo, o perjudicar el crecimiento de la planta. Según su formulación es imprescindible que el soporte proteja a la bacteria de la deshidratación. Instituto Interamericano de Cooperación para la Agricultura (IICA, 2004, p.5).

3.9. Micorriza

“Las micorrizas (del griego *myces*, hongo y *rhiza*, raíz) representan la asociación entre algunos hongos (micobiontes) y las raíces de las plantas (fitobiontes). El término “micorriza” fue acuñado por Frank, patólogo forestal alemán, en 1877, al estudiar las raíces de algunos árboles forestales” (Camargo, Mera, Montaña, y Montaña, 2012, p.1).

“Las micorrizas son hongos que se desarrollan en el suelo y colonizan las raíces de las plantas sin ocasionar daños, al contrario, benefician a las plantas mejorando su nutrición y generando resistencia a las plagas y enfermedades, además de volverla más tolerable a la sequía y salinidad” (Barea, Pozo, y Aguilar, 2018, p.4).

3.10. Función principal de la micorriza

Las micorrizas tienen como función principal facilitar a la planta la adquisición y absorción de agua, fósforo y nitrógeno, sin embargo, genera otros beneficios a las plantas, entre los que destacan: la protección ante el ataque de parásitos, hongos patógenos y nematodos, así como el aumento de su resistencia a la herbívora, influyendo en la producción de sustancias defensivas. Las especies ectomicorrizógenas predominan en ecosistemas forestales con gran acumulación de materia orgánica, ubicados en latitudes y altitudes intermedias, de clima templado-frío, principalmente con gimnospermas, y la micorriza arbusculares prevalece en

comunidades de clima cálido seco, cálido húmedo y templado–frío, dominadas por herbáceas y leñosas, en suelos minerales de bajas latitudes (Camargo *et al.*, 2012, p.7).

3.11. Efecto de la micorriza en la absorción de fósforo

El principal papel de la micorriza arbusculares es proveer las necesidades de fósforo a la planta, debido a que este elemento es extremadamente inmóvil en el suelo. Aun si el fósforo se adiciona en forma soluble al suelo, este terminará por inmovilizarse como fósforo inorgánico, fosfato cálcico, o cualquier otra forma fijada. Es conocido que la micorriza arbusculares es eficaz para incrementar la captación de nutrientes, particularmente fósforo y acumulación de biomasa de muchos cultivos, en suelos que contienen bajo fósforo (Guerra, 2008, p.195).

3.11.1. Ectomicorriza

Se trata de una interacción en la que las hifas de un hongo penetran las raíces secundarias de la planta para desarrollarse, rodeando las células de la corteza radical, y forman una trama intercelular denominada red de Hartig, además de una capa de micelio (conjunto de hifas que constituyen el cuerpo o talo del hongo) en la parte exterior de la raíz, llamada manto. Como resultado de este proceso, se forma una nueva estructura que puede ser reconocida y clasificada, denominada morfotipo ectomicorrícico. El término estructura ectomicorrícica se refiere al arreglo y organización de los tejidos fúngicos (del hongo) en la raíz, mientras que los morfo tipos son la caracterización completa de las estructuras ectomicorrícicas en la raíz (Andrade, 2010, p.87).

3.12. Importancia ectomicorriza

La ectomicorriza tiene gran importancia en los aprovechamientos forestales, requiere de diferentes etapas de la mayoría de los árboles maderables en los bosques fríos, y proporciona a la planta cierta protección contra algunos agentes patógenos. Se ha estimado que 3 % de las especies de plantas vasculares del planeta forman esta interacción, considerando principalmente a todas las *Pinaceae*, *Fagaceae* y *Betulaceae*, así como a diversas especies de *Salicaceae*, *Tiliaceae*, *Rosaceae*, *Leguminosae* y *Juglandaceae*. Los hongos involucrados en esta asociación son principalmente integrantes del grupo Basidiomycotina (Andrade, 2010, p.87).

3.13. Rizobios

La capacidad de los rizobios (*Rhizobium* spp) de promover el desarrollo y crecimiento de diferentes plantas hospederas, ha sido ampliamente estudiado en los últimos años con el fin de verificar si la fijación de nitrógeno es factible en plantas herbáceas. En efecto, el beneficio que proporciona *Rhizobium* a plantas herbáceas en términos de fijación biológica de nitrógeno es conocido, se ha verificado que estas bacterias simbióticas tienen el potencial para ser empleadas como promotores de crecimiento de plantas herbáceas (Tao, Martínez Romero, y López, s.f).

El uso de cepas nativas de rizobios presenta la posibilidad de gestionar la fertilización biológica del cultivo mediante el uso de biofertilizantes, con la finalidad de suplementar el nitrógeno, así como, activar procesos bioquímicos adicionales asociados con otros microorganismos presentes en el suelo. De esta forma, se puede incrementar la disponibilidad de otros nutrientes y sustancias promotoras del crecimiento, lo que constituye una alternativa ecológica y económicamente viable (Tao, Martínez Romero, y López, s.f).

“*Rhizobium* fue la primera bacteria producida a gran escala y se ha añadido como inoculante durante 105 años a diversos cultivos agrícolas, con éxito en muchos casos” (Tao, Martínez Romero, y López, s.f).

Investigaciones llevadas a cabo por Rodas (2006, p.46), muestran que ciertas especies de los géneros *Rhizobium*, *Pseudomonas* y *Bacillus* presentan eficiente capacidad solubilizadora de fósforo. Sin embargo, las diferentes muestras de microorganismos ya existentes en el suelo representan un alto nivel de competencia para estos géneros solubilizadores de fósforo, es por ello que para obtener una eficiente capacidad solubilizadora de fósforo, es necesario la inoculación de altas concentraciones bacteriana al suelo.

Se han realizado estudios de aislamiento de *Rhizobium* en plantas no leguminosas como en lechuga, en cuyas semillas se detectó la presencia de microorganismos endófitos fijadores de nitrógeno, lo cual no constituye un hecho aislado, ya que se ha encontrado microorganismos similares en especies tanto agronómicas como silvestres: 853 aislamientos endófitos de plantas de soya, sorgo, trigo y maíz, así como, 27 de especies silvestres (Rodas, 2006. P.13).

“Los microorganismos bacterianos son más eficientes en los procesos solubilización de fósforo, representan del 1 al 50% en diferencia con las muestras de hongos solubilizadores que solo tienen proporciones de 0.1 a 0.5% de la población” (Naranjo, 2019, p.12).

3.14. Técnicas isotópicas

Las técnicas isotópicas en la investigación agrícola son una herramienta eficaz en la resolución de problemas inherentes a la explotación de recursos agrícolas y producción de alimentos. El uso de isótopos permite obtener una medida cuantitativa directa en las plantas que están bajo la influencia de varios factores, a fin de conocer aspectos puntuales, por ejemplo, eficiencia de uso de fertilizantes de un cultivo en particular, la contaminación de los suelos y la conservación de este recurso, entre otros. Para tal efecto se emplean isótopos estables, utilizando fuentes enriquecidas como ^{15}N o aprovechando la abundancia natural del mismo en atmósferas naturales (Basantes, 2015, p.1).

A través de esta metodología, se enriquece al suelo mediante dilución isotópica con el isótopo marcado, que será absorbido por la planta. El elemento es rastreado tanto en el suelo como en la planta, para cuantificar la cantidad que absorbió la planta, cuánto quedó en el suelo y cuánto del elemento se lixivió a capas fuera del sistema radicular. También es posible distinguir cuánto nitrógeno proviene del fertilizante, de la atmósfera a través de la fijación biológica y del suelo producto de la mineralización de la materia orgánica (Basantes, 2015, p.1).

“De esta forma, con los resultados obtenidos es posible optimizar el uso del fertilizante, manejar eficientemente el agua, cuidar el medio ambiente e incrementar la producción y productividad de alimentos. Se recomienda el uso de isótopos para estudios ambientales, conservación de suelos y manejo de cultivos” (Basantes, 2015, p.1).

IV. MATERIALES Y MÉTODOS

4.1. Ubicación del área de estudio

El ensayo se estableció en el Centro Nacional de Investigación Agropecuaria (CNIA), localizado en el municipio de Tipitapa, departamento de Managua, en el kilómetro 14½ de la carretera norte, dos kilómetros al sur. Geográficamente, el área se localiza entre las coordenadas 12° 05" latitud norte y 86° 09" longitud oeste, a una altitud de 56 msnm (Figura 1).

La zona está ubicada en el corredor seco del país, presentando una precipitación anual promedio de 1 117 mm, una temperatura media anual de 30°C y una humedad relativa media anual de 71% los suelos de la zona pertenecen a la serie "Cofradía" y su orden es Andisol, los cuales se caracterizan por ser fijadores de fósforo, de textura franco arenosa, con na estructura granular y pendientes que oscilan entre 0 al 1.5%. El experimento se desarrolló del 29 de septiembre del 2019 hasta el 29 de febrero del 2020.

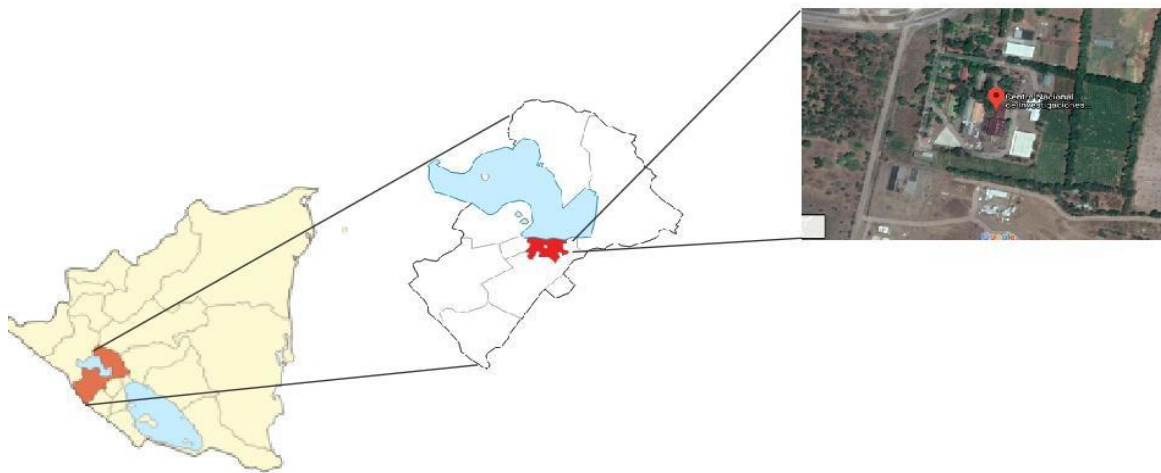


Figura 1. Ubicación geográfica del área de Estudio CNIA-INTA, 2019-2020

4.2. Diseño metodológico

Basado en la revisión de literatura, no se encontraron antecedentes sobre estudios enfocados en el uso de microorganismos para promover la absorción de nitrógeno mediante las técnicas isotópicas en el cultivo de plátano (*Musa paradisiaca* L.). Por consiguiente, este trabajo se enmarca en una investigación de tipo exploratorio con un enfoque mixto (cualitativo-cuantitativo) y un diseño experimental para generar información acerca del efecto de la inoculación con microorganismos promotores del crecimiento vegetal para aumentar la eficiencia de la absorción del nitrógeno proveniente de fertilizantes sintéticos en el cultivo de plátano (*Musa paradisiaca* L. cv. CEMSA^{3/4}). Los resultados de este estudio proveerán una base para desarrollar otras líneas de investigación que se validen en campo, que permitan identificar y formular estrategias para el uso de microorganismos promotores del crecimiento vegetal como componente fundamental para alcanzar la sustentabilidad de este tipo de sistemas de producción.

4.2.1. Descripción del diseño experimental

Para el ensayo se utilizó un Diseño Completamente al Azar (DCA) bifactorial propiamente dicho. El factor A: Fertilización, estuvo conformado por dos fuentes de nitrógeno con dos dosis, dando como resultado cuatro niveles, y para el factor B: Microorganismos, se definieron cuatro niveles, tres tipos de inoculaciones más un testigo sin inocular. La combinación de estos niveles dio como resultado 16 tratamientos. En el siguiente cuadro, se describen los factores y niveles para cada factor.

Cuadro 2. Descripción de los factores principales y sus niveles

Factor A: Fertilización	Factor B: Microorganismos
a ₁ : Urea 460 mg N macetera ⁻¹	b ₁ : No inoculado (T)
a ₂ : Urea 230 mg N macetera ⁻¹	b ₂ : Micorriza (M ₁)
a ₃ : Sulfato de Amonio 430 mg N macetera ⁻¹	b ₃ : Micorriza 1 + Micorriza 2 (M ₁₊₂)
a ₄ : Sulfato de Amonio 215 mg N macetera ⁻¹	b ₄ : Micorriza 1 + Micorriza 2 + Rhizobium (M ₁₊₂ + R)

Los tratamientos se distribuyeron en cuatro bloques de 20 maceteras cada uno. Los bloques se diferenciaron por el tipo de fertilización, en los bloques I y II se aplicó nitrógeno con la fuente Urea 46%, en las dosis 460 mg N macetera⁻¹ y 230 mg N macetera⁻¹ respectivamente. Para los bloques III y IV, se utilizó como fuente de nitrógeno el Sulfato de Amonio 22%, para lo cual se aplicaron 430 mg N macetera⁻¹ y 215 mg N macetera⁻¹ respectivamente. En cada bloque se aplicaron los tres tipos de inóculos (M₁, M₁₊₂, M_{1+2+R}), más un testigo no inoculado. En el siguiente cuadro se muestra la descripción y distribución de cada uno de los tratamientos evaluados.

Cuadro 3. Descripción de los tratamientos experimentales en plántulas de plátano cv. CEMSA ¾ fertilizadas e inoculadas en condiciones de invernadero CNIA-INTA, 2019-2020

Bloque	Factor A	Factor B			
	Dosis N	No Inoculado	M1	M1+2	M1+2+R
I	460 mg N kg ⁻¹	T1 (1-5)	T2 (6-10)	T3 (11-15)	T4 (16-20)
		U460 mg N kg ⁻¹ + T	U460 mg N kg ⁻¹ + M ₁	U460 mg N kg ⁻¹ + M ₁₊₂	U460 mg N kg ⁻¹ + M ₁₊₂ + R
II	230 mg N kg ⁻¹	T5 (21-25)	T6 (26-30)	T7 (31-35)	T8 (36-40)
		U 230 mg N kg ⁻¹ + T	U 230 mg N kg ⁻¹ + M ₁	U 230 mg N kg ⁻¹ + M ₁₊₂	U 230 mg N kg ⁻¹ + M ₁₊₂ + R
III	430 mg N kg ⁻¹	T9 (41-45)	T10 (46-50)	T11 (51-55)	T12 (56-60)
		SA 430 mg N kg ⁻¹ + T	SA 430 mg N kg ⁻¹ + M ₁	SA 430 mg N kg ⁻¹ + M ₁₊₂	SA 430 mg N kg ⁻¹ + M ₁₊₂ + R
IV	215 mg N kg ⁻¹	T13 (61-65)	T14 (66-70)	T15 (71-75)	T16 (76-80)
		SA 215 mg N kg ⁻¹ + T	SA 215 mg N kg ⁻¹ + M ₁	SA 215 mg N kg ⁻¹ + M ₁₊₂	SA 215 mg N + M ₁₊₂ + R

4.3. Establecimiento del ensayo

La preparación del sustrato consistió en mezclar ocho sacos de suelo, ocho sacos de compost y ocho de humus de lombriz. Para finalizar la preparación, se le adicionó medio saco de arena fina y se mezclaron hasta lograr un sustrato uniforme y homogéneo. Al sustrato ya homogenizado, se le aplicó PHYTON 24 en dosis de 50 ml en 10 l de agua, hasta que quedó totalmente humedecido. Posteriormente, se cubrió con un plástico para desinfectar durante tres días.

La siembra se realizó manualmente, las plantas provenientes de un proceso obtención *in vitro*, se establecieron el 30 de septiembre del 2019 en maceteras, a una profundidad de 20 cm. La distancia entre maceteras fue de 20 cm, y un total 80 plantas experimentales en total. Como unidad experimental se utilizaron maceteras con un volumen de 20 l, las cuales se llenaron de sustrato previamente elaborado y desinfectado.

4.4. Fertilización e inoculación

Al momento de la siembra se realizó una fertilización básica de los fertilizantes Urea y Sulfato de Amonio marcada con el isótopo ^{15}N a dosis de 460 y 230 mg N kg⁻¹ sustrato y 430 y 215 mg N kg⁻¹ sustrato, respectivamente. Como último procedimiento, se realizó la inoculación microbiana aplicándolo en el entorno del sistema radicular con una bomba aspersora manual.

4.5. Riego

Se estableció un sistema de riego por goteo con el fin de que el área de las raíces permaneciera húmeda y que tuviera un mayor desarrollo. El riego se realizó cada tres días por un período de 1 h con una distribución de lámina de agua total 2 500 mm.

4.6. Muestreo y variables evaluadas

Durante el período de estudio, se realizaron evaluaciones en cada unidad experimental por cada tratamiento mensualmente durante 5 meses (septiembre del 2019 hasta febrero del 2020), donde se realizaron las siguientes mediciones:

4.6.1. Altura de planta (cm)

La altura de planta se midió con una cinta métrica por cada maceteras, desde el cuello del pseudotallo hasta donde se bifurcan las dos últimas hojas. Las mediciones se realizaron a los, 0, 30, 60, 90, 120 y 150 ddt.

4.6.2. Diámetro del pseudotallo (cm)

Esta variable se midió por cada planta en la parte media del pseudotallo utilizado una cinta métrica de 5 m de longitud. Las mediciones se realizaron a los, 0, 30, 60, 90, 120 y 150 ddt.

4.6.3. Número de hojas por planta

Se contó el número total de hojas en cada tratamiento realizándolo desde la base hasta la última hoja en desarrollo. Las mediciones se realizaron a los 0, 30, 60, 90, 120 y 150 ddt.

4.6.4. Biomasa seca (g pta⁻¹)

Por cada muestreo, se seleccionó al azar, una planta por tratamiento a los 0, 30, 60, 90, 120 y 150 ddt, se extrajo, se desinfecto y se separó el pseudotallo del cormo, obteniendo un total de dieciséis muestras, y estas se trasladaron al laboratorio de Fisiología Vegetal en la Universidad Nacional Agraria, debidamente etiquetadas para proceder al secado de la muestra. Ahí se siguió el siguiente procedimiento:

1. Se procedió a registrar la masa fresca (g) de cada una de las muestras.
2. Las muestras se colocaron en un horno de aire forzados a 70°C por 72 h.
3. Se registró el peso seco (g) de cada una de las muestras por tratamiento.
4. Las muestras fueron molidas en un tamiz de 2.5 mm.
5. Las muestras en pequeñas porciones de 1 g, fueron empacadas.
6. Dichas muestras se enviaron al laboratorio de espectrometría de masas de isótopos estables, de la University of Florida para el análisis del isótopo ^{15}N . Se enviaron tres replicas por cada muestra.

4.6.5. Absorción del total N (% Nt)

Las muestras de biomasa seca aérea se sometieron al proceso de molienda y empaque en bolsas ziploc codificadas según su orden establecido dichas muestras fueron enviadas al laboratorio molecular de la University of Florida en Estados Unidos donde se realizó un análisis molecular mediante la técnica de espectrometría de masas para determinar el porcentaje de nitrógeno total y el porcentaje de átomos en exceso de ^{15}N (%aexc ^{15}N).

4.6.6. Rendimiento del Nitrógeno Total (g planta⁻¹) (RNT)

Este cálculo se hizo a través de los resultados de nitrógeno total en la biomasa seca aérea (g planta⁻¹), utilizando la siguiente formula.

$$\text{RNT (g N planta}^{-1}\text{)} = \left(\frac{\text{N total aérea (\%)}}{100} \right) * \text{Biomasa seca aérea}$$

4.6.7. Nitrógeno derivado del fertilizante (Nddf)

El Nitrógeno derivado del fertilizante (Nddf) se calculó a través de los resultados del análisis de espectrometría de masa, dicha prueba determinaría también el % de átomos de ^{15}N en abundancia presentes en la muestra. Para conocer el % Nddf se utilizó la siguiente formula:

$$\% N_{ddf} = \frac{\% 15N \text{ a. e en la muestra vegetal}}{\% 15 N \text{ a, e en el fertilizante mercado}} * 100$$

4.6.8. Rendimiento de Nitrógeno derivado del fertilizante (RNddf)

El RNddf se cálculo a través de los resultados de rendimiento del nitrógeno total (g planta⁻¹) se utilizó dicha fórmula:

$$RNddf \text{ (g 15N planta}^{-1}\text{)} = \frac{15N \text{ atm. exce(\%)}}{100} * \text{Biomasa seca aérea}$$

4.6.9. Uso eficiente del Nitrógeno (UEN)

El uso eficiente del nitrógeno (UEN) se calculó a través de los resultados rendimiento de N–fertilizante y las dosis de fertilizante utilizadas. Se aplicó dicha fórmula:

$$UEN\% = \frac{Rto \text{ en la planta de N derivado del fertilizante}}{Cantidad \text{ de nutrientes aplicado como fertilizante}} * 100$$

4.7. Manejo de malezas

El manejo de malezas se realizó de forma manual cada 15 días durante los primeros cinco meses, para evitar que halla competencia de nutrientes con la planta de musáceas y que estas a la vez sean hospederas de plagas y enfermedades.

4.7.1. Manejo de plagas y enfermedades

En la fase vegetativa se realizó un monitoreo de plagas cada 15 días, seleccionando 16 plantas al azar.

4.7.2. Control biológico

Para el control preventivo de plagas como Trips, Ácaros, nematodos, Cochinilla, Taladradores y Picudo negro y enfermedades como la Pudrición acuosa del pseudotallo o bacteriosis (*Dickeya chrysanthemi*), Mal de panamá (*Fusarium oxisporium* f. sp. cubense) y Sigatoka negra (*Mycosphaerella fijiensis* Morelet var. *difformis*) se realizaron aplicaciones de forma biológica utilizando Metarhizium, en dosis de 25 g en 10 l de agua, para ser aplicado de manera foliar en toda el área del ensayo.

4.8. Análisis de datos

El análisis para las variables morfológicas como, altura de planta (cm), diámetro de pseudotallo (mm), y número de hojas por planta, consistió en una representación gráfica de los datos, de modo que se pudiera observar, el comportamiento de cada variable en cada una de las mediciones realizadas a los 0, 30, 60, 90, 120 y 150 ddt. Estas mediciones no contaron con repeticiones. Los datos se registraron en una hoja electrónica y se utilizó el Software Excel 2019, para la construcción de sus respectivas gráficas de comportamiento. Para las variables de Uso Eficiente de Nitrógeno, las muestras fueron tomadas por triplicado, a las que se les realizó un Análisis de Varianza (ANDEVA), posteriormente se realizó una prueba de separación de medias según el criterio de Tukey ($p=0.05$) con el Software Infostat 2019.

El Modelo Aditivo Lineal (MAL) que se aplicó a los datos, corresponde a un arreglo que permitirá observar los efectos principales de las interacciones sobre la absorción del nitrógeno en las plantas. El modelo aditivo lineal del DCA es el siguiente:

$$Y_{ij} = \mu + \tau_i + \Theta_j + (\tau\theta)_{ij} + \epsilon_{ij}$$

Donde:

Y_{ij} = variable de interés o variable medida

μ = media general del experimento

τ_i = efecto de 1, 2, 3 y 4 i-ésimo en la aplicación de fertilizante nitrogenado

Θ_j = efecto de 1, 2, 3 y 4 j-ésimo microorganismo de la rizósfera

$(T\Theta)_{ij}$ = efecto de la interacción del i-ésimo en la aplicación ^{15}N con el j-ésimo microorganismo de la rizósfera

ϵ_{ij} = error aleatorio asociado a la respuesta

V. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

En la primera etapa fenológica de las musáceas, la fase vegetativa responde claramente a un comportamiento individual, con una duración de seis meses, donde ocurre la formación de raíces principales y secundarias, el desarrollo de pseudotallo e hijos. Cuando las plantas proceden de reproducción *in vitro* este período se ve reducido ya que en campo se establecen plantas desarrolladas en vivero, con una altura que oscila entre los 20 a 25 cm (INTA, 2019).

5.1. Altura de la planta (cm)

La altura de la planta es un parámetro importante para evaluar, es un indicador de la velocidad de crecimiento; determinada por la elongación del pseudotallo al acumular en su interior los fotosintatos producidos durante su desarrollo vegetativo. Está fuertemente influenciado por las condiciones ambientales como: temperatura, humedad relativa, cantidad y calidad de luz (Cuadra, 1988).

Al evaluar la altura de la plántula desde los 0 hasta los 150 ddt, la elongación del pseudotallo fue de 42.5 cm, cuando se utilizó Urea a razón de **460 mg kg⁻¹**, la altura fue aumentada un 3.5% cuando se aplicaron los inóculos de M₁+M₂+R (44 cm), y en las dosis de fertilizante más alta. El comportamiento de la altura alcanzada al nivel 230 mg kg⁻¹, fue similar al mayor nivel de Urea. Este comportamiento está indicando, que las cantidades aplicadas no tienen efecto sobre la variable y que las pequeñas variaciones entre los tratamientos, solo se debieron a un pequeño efecto de la presencia de microorganismos solos o combinados. Cuando se combinaron los tres microorganismos, se pudo observar un efecto más favorable en la planta, siendo con este tratamiento donde se alcanzaron las mayores alturas.

Cuando se evaluó la altura para el período de estudio utilizando Sulfato de Amonio como fuente de nitrógeno (0 a 150 ddt), se observó que en ambas dosis (**430 y 215 mg N kg⁻¹**) el tratamiento testigo alcanza las menores alturas respecto de la combinación de Micorrizas y Micorrizas + Rhizobium. Pudo notarse también, que las alturas aumentaron cerca del 30% en todos los tratamientos cuando se utilizó la dosis más alta de Sulfato de Amonio a razón de **430 mg N kg⁻¹**.

La aplicación de microorganismos, solos o combinados, produjeron un incremento sobre la altura de la planta, independientemente de la fuente y la cantidad de nitrógeno aplicada. Este efecto positivo de la presencia de microorganismos en la rizosfera, estimulando el desarrollo radicular de las plantas lo que posibilitan una mayor exploración del sistema radical, y una mejor capacidad de absorción de nutrientes, permitiendo a las plantas un balance nutricional adecuado para su desarrollo.

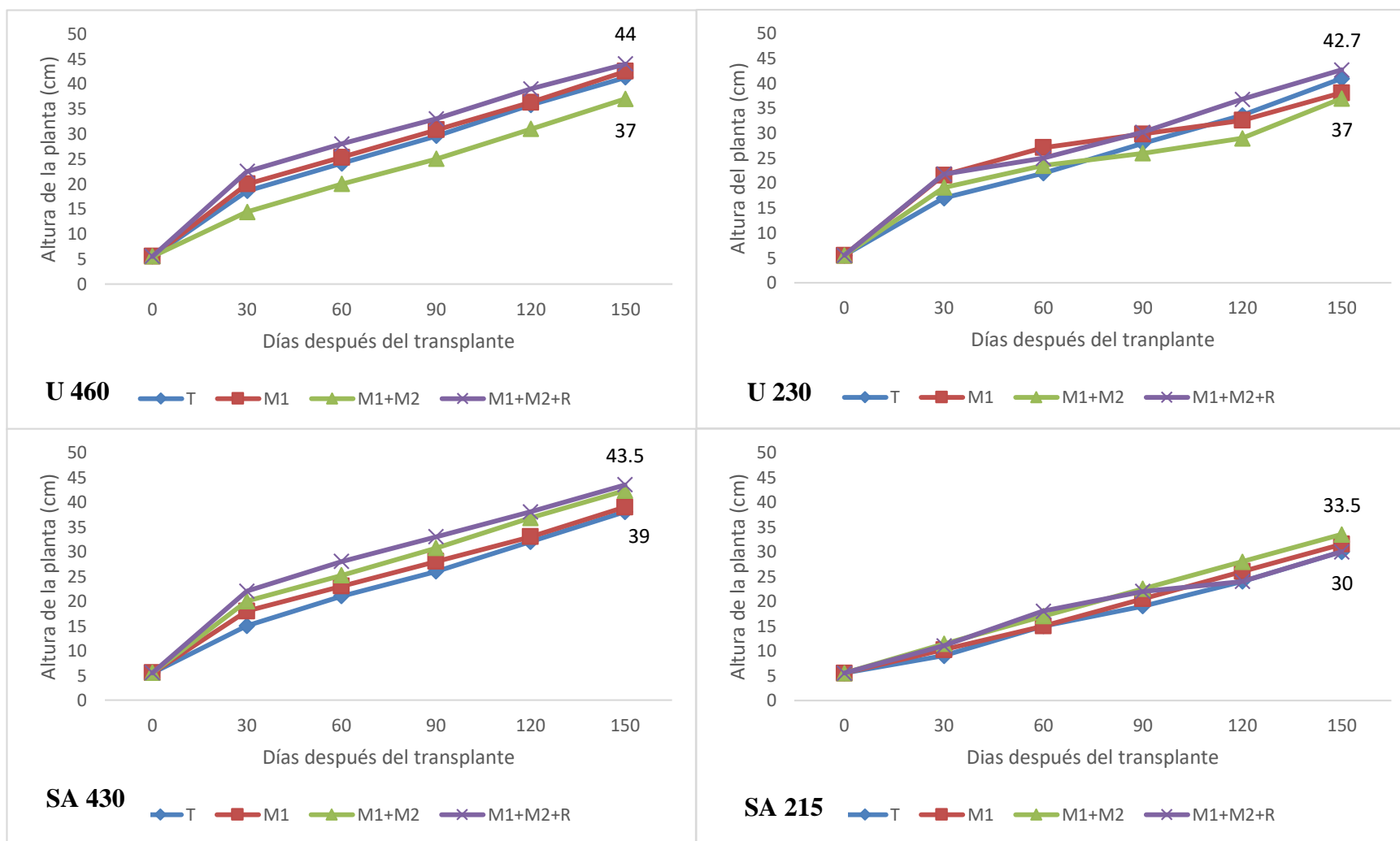


Figura 2. Efecto de Micorrizas Arbusculares (HMA) y Rhizobium combinado con fertilización **A: U 460 mg N kg⁻¹, B: U 230 mg N kg⁻¹, C: SA 430 mg N kg⁻¹ y D: SA 215 mg N kg⁻¹**, sobre la altura de plántulas de plátano variedad CEMSA^{3/4} en la etapa de invernadero CNIA-INTA, 2019-2020

5.2. Diámetro del pseudotallo (cm)

El tallo cumple especialmente dos funciones, “la primera es de sostén de las estructuras aéreas y la segunda es de estructura de conducción, que lleva los nutrientes generados en las hojas hacia las raíces, sin embargo, esta no es una regla, en algunos casos hay un flujo inverso, también puede cumplir funciones adicionales, como estas están la de reservorio de nutrientes, agua e incluso participación en la fotosíntesis” (Fonturbel et al., 2007).

Al medir el diámetro del pseudotallo de la plántula desde los 0 hasta los 150 ddt, se observó que este varió entre 5 y 7 cm en todos los tratamientos evaluados, independientemente de la fuente y la dosis utilizada. Se observó también, que cuando se utilizó Urea a razón de **460 mg N kg⁻¹**, los tratamientos que incluyeron los microorganismos, el diámetro del pseudotallo creció de manera acelerada en comparación al testigo, alcanzando valores entre 5 y 7 cm de diámetro, alcanzando la mayor diferencia a los 90 ddt.

A los 150 ddt, en la aplicación de microorganismos combinados produjo un aumento sobre el diámetro del pseudotallo de la planta, siendo más evidente cuando la fuente es Sulfato de Amonio en la dosis más alta (**430 mg N kg⁻¹**), esto se debió, probablemente por la funcionalidad de las Micorrizas, que estimulan el desarrollo radical, produciendo un efecto positivo, en el uso de los nutrientes, y a su vez sobre la variable diámetro del pseudotallo.

Changüezá (2011) afirma que la micorrización temprana contribuye, a un aprovechamiento más eficiente para aún mejor desarrollo de la planta, lo que permite además la reducción de estrés vegetal con los beneficios en la etapa juvenil del plátano, las micorrizas establecieron simbiosis permitiendo a estas últimas la absorción de nutrientes que contribuyeron a promover el crecimiento de las plantas, inoculadas solas o combinadas, se expresa mejor a través del tiempo.

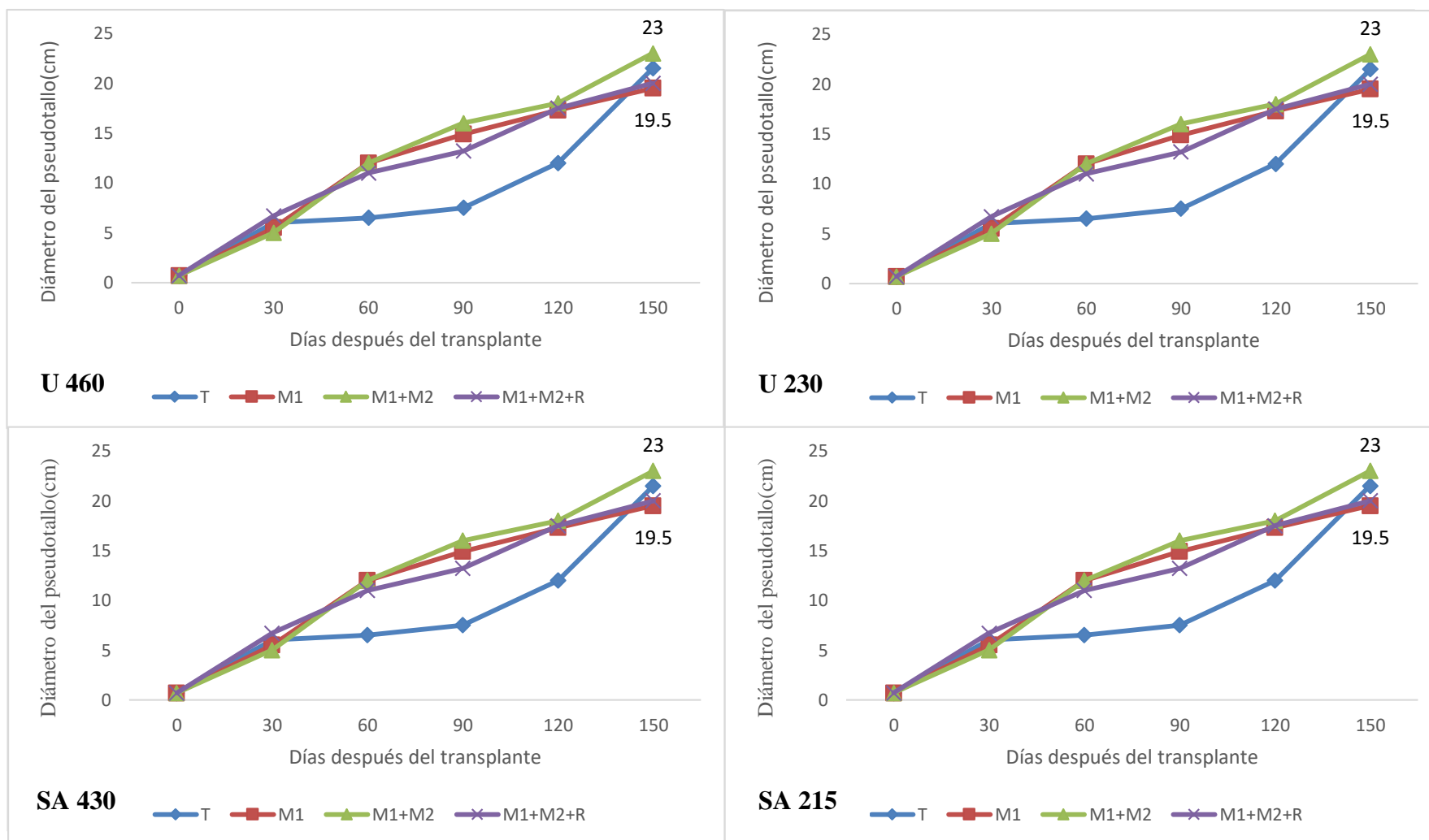


Figura 3. Efecto de Micorrizas Arbusculares (HMA) y Rhizobium combinado con fertilización **A: U 460 mg N kg⁻¹, B: U 230 mg N kg⁻¹, C: SA 430 mg N kg⁻¹ y D: SA 215 mg N kg⁻¹**, sobre el diámetro del pseudotallo de plántulas de plátano variedad CEMSA^{3/4} en la etapa de invernadero CNIA-INTA, 2019-2020

5.3. Número de hojas por planta

Las hojas son el principal órgano fotosintético de la planta, cada hoja emerge desde el centro del pseudotallo como un cilindro enrollado. El extremo distal de la vaina foliar que se está alargando se contrae hasta formar un pecíolo, más o menos abierto dependiendo del cultivar. El pecíolo se convierte en la nervadura central, que divide el limbo en adaxial (envés) dos láminas medias. La parte superior de la hoja (haz) recibe el nombre de superficie mientras que la inferior recibe el nombre de superficie abaxial. (INTA, 2019)

En la contabilización del número de hojas por plántulas desde los 0 hasta 150 ddt se observó, que todos los tratamientos siguieron una misma tendencia de emisión de hojas, sin embargo, cuando se combinó con la presencia de microorganismos, se logró observar que estos superaron en números de hojas a todos los tratamientos testigos con Urea y Sulfato de Amonio. Solamente en el tratamiento con Urea a la dosis de **460 mg N kg⁻¹**, el tratamiento testigo superó a los tratamientos con presencia de microorganismos con dos hojas más (10%). Otro hecho relevante observado, es que la presencia de la M₁ superó con tres a cuatro hojas al tratamiento testigo, cuando se utilizó Sulfato de amonio en ambas dosis y Urea en la dosis más baja (**230 mg N kg⁻¹**), con este tratamiento, se produjo un mayor número de hojas con respecto al testigo (4 hojas, 19.01%).

Harris (1995) afirma que el nitrógeno es un elemento fundamental para el buen desarrollo del follaje de la planta, que en conjunto con el fósforo son determinantes en el desarrollo fotosintético de la planta.

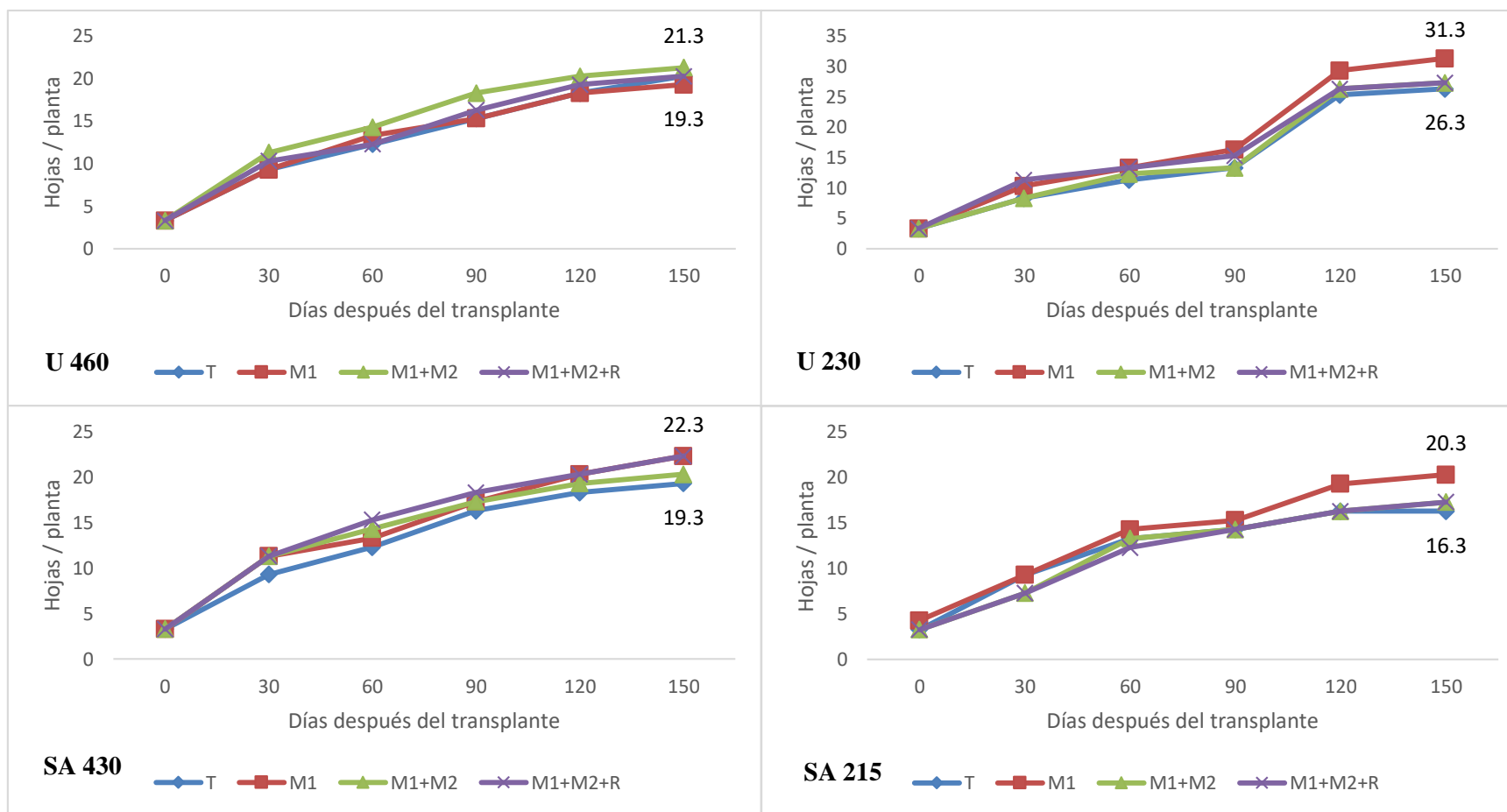


Figura 4. Efecto de Micorrizas Arbusculares (HMA) y Rhizobium combinado con fertilización **A: U 460 mg N kg⁻¹, B: U 230 mg N kg⁻¹, C: SA 430 mg N kg⁻¹ y D: SA 215 mg N kg⁻¹**, sobre el número de hojas en plántulas de plátano variedad CEMSA^{3/4} en la etapa de invernadero CNIA-INTA, 2019-2020

5.4. Biomasa seca (g pta⁻¹)

La producción de biomasa aérea del cultivo de la musácea, dependen de la cantidad de la radiación fotosintéticamente activa, así como de la humedad y la disponibilidad de Nitrógeno en el suelo (Wojcik, 2001). La materia seca acumulada está relacionada con el índice foliar, condiciones climáticas, población, así como también lo está la absorción total de Nitrógeno por el cultivo (Paúl, 1990).

Al evaluar la biomasa seca de la planta desde los 0 hasta los 150 ddt, la mayor cantidad de biomasa fue de 773.8 g pta⁻¹ y se obtuvo cuando se utilizó Sulfato de Amonio con la dosis más alta (**430 mg N kg⁻¹**), y la inoculación con microorganismos M₁ y M₁+M₂ consiguieron incrementar la biomasa en un 27%. También se observó, que las dosis más altas en ambas fuentes fueron la que mayor cantidad de biomasa produjeron 770.4 g y 773.8 g pta⁻¹ con Urea y Sulfato de Amonio respectivamente.

De acuerdo con los resultados de biomasa obtenidos, se puede deducir que la disminución de la dosis de ambas fuentes reduce la producción de biomasa en 36% y 32% al pasar de **430 mg** a **215mg N kg⁻¹** como Sulfato de Amonio, en relación con los valores menores obtenidos en la biomasa. Un comportamiento similar se observó cuando la fuente de N como fuente Urea, que al pasar de una aplicación de **460 mg** a **230 mg N kg⁻¹**, la disminución en la producción de biomasa disminuyó en 32% respecto del rendimiento obtenido con la dosis más alta.

Este comportamiento en la producción de biomasa está indicando que pudiese existir un efecto en el incremento de biomasa cuando se agregan microorganismos como inóculos, ya que en todos los tratamientos donde estos estuvieron presentes los valores alcanzados fueron mayores que los obtenidos por los testigos, independientemente de la fuente.

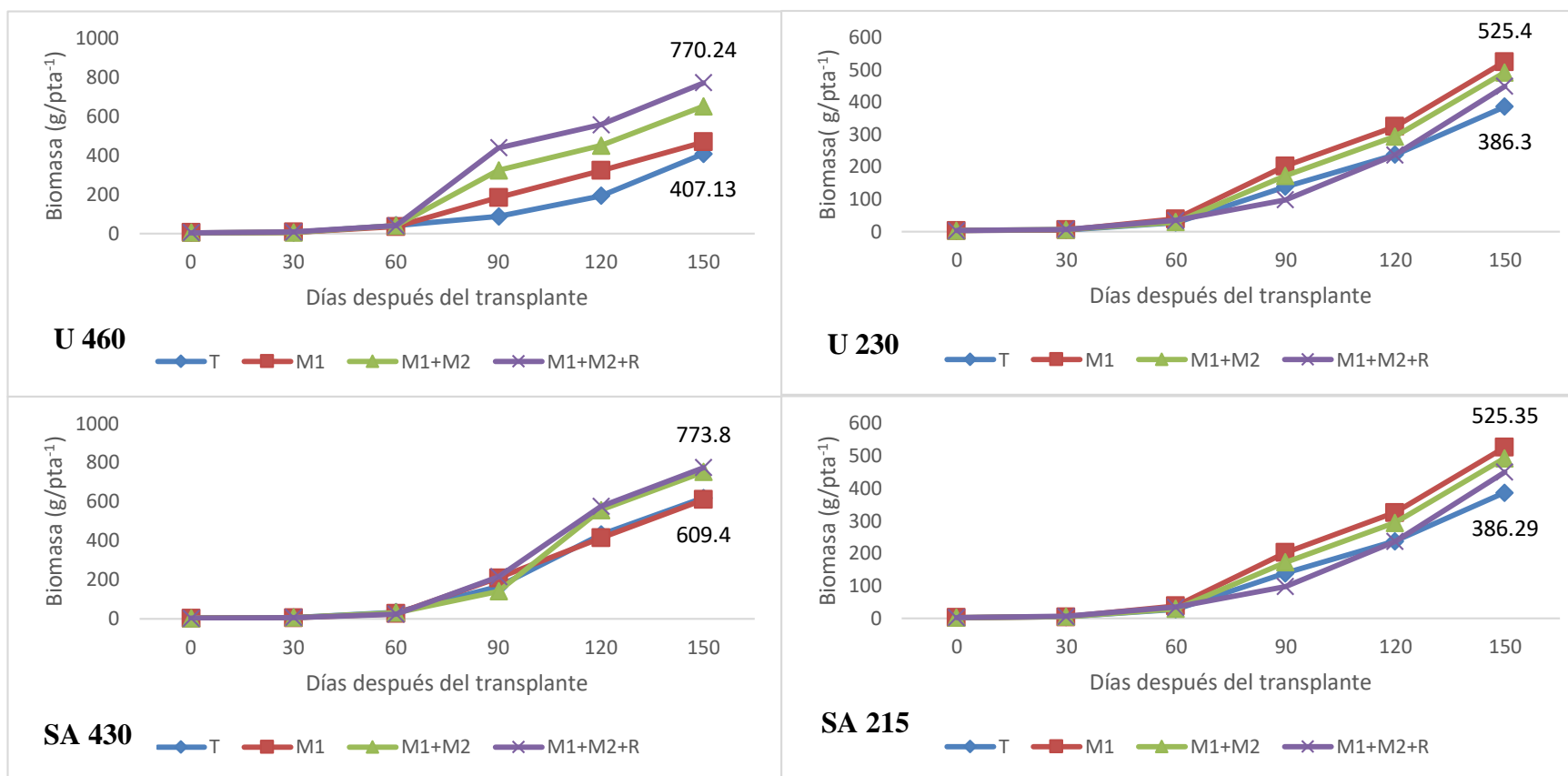


Figura 5. Efecto de Micorrizas Arbusculares (HMA) y Rhizobium combinado con fertilización **A: U 460 mg N kg⁻¹, B: U 230 mg N kg⁻¹, C: SA 430 mg N kg⁻¹ y D: SA 215 mg N kg⁻¹**, sobre la biomasa seca de las plántulas de plátano variedad CEMSA ¾ en la etapa de invernadero CNIA-INTA, 2019-2020

5.5. Uso eficiente del nitrógeno

La eficiencia en la utilización de los fertilizantes consiste en una medición cuantitativa de la absorción real de los nutrientes provenientes del fertilizante por la planta, en relación con la cantidad de nutrientes que se añade al suelo. El cultivo responde a la aplicación de nutrientes tales como el nitrógeno, cuando el suelo tiene deficiencia de este nutriente (Hardarson, 1990).

Un análisis de eficiencia de uso de nutrientes debe enfatizar la respuesta del vegetal en cuanto a la producción de grano por unidad de nitrógeno absorbido en la planta, o eficiencia fisiológica o la eficiencia de utilización de nitrógeno (Kanampiu, 1997).

El uso eficiente de nitrógeno es definido como: la producción de biomasa por el total de nitrógeno acumulado (NE_1), la producción de grano por unidad de nitrógeno almacenado en la planta (NE_2), y como el producto de NE_2 y la relación entre el contenido de nitrógeno del grano y el nitrógeno almacenado NE_3 (Maranville *et al.*, 1980).

La técnica isotópica de ^{15}N estudia la dinámica y procesos involucrados del nitrógeno como un trazador en los fertilizantes nitrogenados para evaluar las transformaciones orgánicas e inorgánicas del nitrógeno y los efectos en un proceso en particular por el suelo, tipo de planta, manejo y variables climáticas finalmente nos permite evaluar cuantitativamente el sistema suelo-planta.

5.5.1. Nitrógeno total (Nt)

El nitrógeno (N) es considerado uno de los nutrimentos de mayor importancia en el manejo de la fertilización de la variedad CEMSA^{3/4}, debido a que las necesidades de este nutriente en las plantas de plátano son altas, ya que participa en la fotosíntesis, en la respiración y muchos otros procesos metabólicos y fisiológicos (Ortiz *et al.* 1999). Además, es un componente importante de la estructura de proteínas, ácidos nucleicos, vitaminas, reguladores de crecimiento y muchos otros componentes (López y Espinosa 1995).

La absorción de N total por plántulas de plátano por efecto de los factores de interés (fuente y dosis de N más inoculación) se presentan en el (Cuadro 5). En general, en base al análisis de varianza (ANDEVA) se observaron diferencias altamente significativas tanto para los factores, como sus interacciones. Así se observó que la fertilización con Urea, los valores a los (60 y 90ddt) de absorción de N, fueron mayor (3.24% y 3.23%) en comparación con el Sulfato de Amonio (2.08% y 1.83%) en dosis altas de 430 mg N kg⁻¹, este efecto se debió probablemente a la solubilidad y el efecto alcalinizante. También se observó, que la absorción de N total fue similar en todos los tratamientos, disminuyendo al final del período evaluado, por efecto de dilución.

En relación, al efecto del factor inoculación, la mayor absorción de N se cuantificó en el tratamiento sin inocular hasta los 60 ddt (2.65%), después de ese período los mayores valores de N en la biomasa se registraron (aunque sin diferencias significativas) en los tratamientos con inóculos, alcanzando el mayor valor la combinación de las dos micorrizas con (2.42%) a los 90 ddt y 1.96 % de N a los 150 ddt. Este comportamiento de baja concentración en los primeros 60 días ddt, pudo deberse a una inmovilización microbiana del nitrógeno durante ese período. La presencia de carbono (C) del suelo, los exudados por procesos fisiológicos a través de la raíz, el liberado por la mineralización de la materia orgánica del sustrato y la hidrólisis de la Urea a Amonio, pueden conducir a un considerable incremento en la disponibilidad de C generando un aumento en la biomasa microbiana con ello el consumo de N inorgánico (Frioni, 1999).

Cuando se analizan las interacciones, se observó, que en todas las evaluaciones realizadas hubo diferencias significativas ($p < 0.001$) entre las distintas combinaciones. Los tratamientos, Testigo **U 460 mg N kg⁻¹** con (3.32 %), **U 460 mg N kg⁻¹ + M₁** (3.38 %), **U 460 mg N kg⁻¹ + M₁+M₂** (3.54%) fueron los que mayor porcentaje de N presentaron en la biomasa a los 30 ddt, durante los otros periodos evaluados, estos tratamientos mantuvieron sus tendencia de mayor acumulación hasta los 120, después de ese período, el tratamiento **U 460 mg N kg⁻¹ + M₁+M₂** fue más consistente al alcanzar el mayor valor de N en la biomasa sobre el resto de los tratamientos 2.89 % a los 150 ddt. Con el sulfato de amonio como fuente de N, las tendencias fueron muy similares a las de Urea, aunque con valores más bajos de N en la biomasa.

Las interacciones también mostraron que los tratamientos con Urea como fuente de N, se agruparon en las dos primeras categorías, siendo agrupadas en la primera categoría las inoculaciones que recibieron (**460 mg N kg⁻¹**) y en la segunda categoría las que recibieron (**230 mg N kg⁻¹**) guardando el orden de inoculantes **M₁+M₂**, **M₁** y por último **M₁+M₂+R**.

Para el caso del Sulfato de Amonio como fuente de N, los tratamientos Testigo acumularon (1.82 y 2.16% de N) cuando recibieron **430 y 215 mg N kg⁻¹** respectivamente, ambos tratamientos (a los 30 ddt) superaron al resto de las combinaciones que recibieron Sulfato de Amonio en cualquiera de las dos cantidades, esa tendencia se mantuvo hasta los 90 ddt, después de ese tiempo, los valores más altos se obtuvieron en los tratamientos con presencia de microorganismos. Es interesante resaltar que, en el caso de Sulfato de Amonio como fuente de N, las inoculaciones que contenían M₁ + M₂ tanto en la dosis más baja (**215 mg N kg⁻¹**) como en la más alta (**430 mg N kg⁻¹**), acumularon más nitrógeno que cuando ambas micorrizas estaban solas o combinadas con rizobios, con un contenido de 1.44 % y 2.05 % de Nitrógeno respectivamente.

Cuadro 4. Nitrógeno total (Nt) en plántulas de plátano cv. CEMSA ¾ fertilizadas e inoculadas en condiciones de invernadero CNIA-INTA, 2019-2020

		N total (%)				
		30	60	90	120	150
		(ddt)				
Dosis de Nitrógeno	U 460 mg N kg⁻¹	3.20 a	3.24 a	3.23 a	3.05 a	2.80 a
	U 230 mg N kg⁻¹	2.83 b	3.01 b	2.70 b	2.08 b	1.70 b
	SA 430 mg N kg⁻¹	1.68 c	2.08 c	1.83 c	1.93 b	1.44 c
	SA 215 mg N kg⁻¹	1.51 d	1.37 d	1.31 d	1.15 c	1.19 d
P-valor		0.0001	0.0001	0.0001	0.0001	0.0001
Inóculos	Testigo	2.56 a	2.65 a	1.96 b	2.11	1.63
	M₁	2.22 c	2.21 d	2.29 ab	2.06	1.89
	M₁ + M₂	2.33 b	2.35 c	2.42 a	2.09	1.96
	M₁ + M₂ + R	2.12 d	2.49 b	2.40 a	1.95	1.65
P-valor		0.0001	0.0001	0.0031	0.7984	0.1579
Interacciones	U 460 mg N kg⁻¹	3.31a	3.32 ab	3.24 a	3.23 ab	2.52
	Testigo					
	U 460 mg N kg⁻¹	3.22 a	3.27 ab	3.38 a	3.07 abc	2.68
	+ M₁					
	U 460 mg N kg⁻¹	3.29 a	3.21 ab	3.14 a	3.54 a	3.12
	+ M₁ + M₂					
	U 460 mg N kg⁻¹ + M₁	2.97 b	3.16 b	3.17 a	2.37 abcd	2.89
	+ M₂ + R					
	U 230 mg N kg⁻¹	2.93 b	3.12 bc	1.59 bc	2.22 bcd	1.44
	Testigo					
	U 230 mg N kg⁻¹	2.89 b	2.89 c	3.11 a	1.90 cde	2.07
	+ M₁					
	U 230 mg N kg⁻¹	2.90 b	2.60 e	3.05 a	1.96 bcde	2.02
	+ M₁ + M₂					
	U 230 mg N kg⁻¹ + M₁	2.60 c	3.44 a	3.06 a	2.23 bcd	1.26
	+ M₂ + R					
	SA 430 mg N kg⁻¹	1.82 e	2.77 de	1.72 bc	2.14 bcde	1.40
	Testigo					
	SA 430 mg N kg⁻¹	1.69 ef	1.52 g	1.57 bc	2.03 bcde	1.65
	+ M₁					
SA 430 mg N kg⁻¹	1.81 e	2.02 f	2.05 b	1.46 de	1.51	
+ M₁ + M₂						
SA 430 mg N kg⁻¹ + M₁ + M₂ + R	1.41 g	2.00 f	1.97 bc	2.08 bcde	1.19	
SA 215 mg N kg⁻¹	2.16 d	1.40 gh	1.28 bc	0.84 e	1.15	
Testigo						
SA 215 mg N kg⁻¹	1.07 h	1.17 h	1.11 c	1.25 de	1.16	
+ M₁						
SA 215 mg N kg⁻¹	1.32 g	1.55 g	1.44 bc	1.41 de	1.20	
+ M₁ + M₂						
SA 215 mg N kg⁻¹ + M₁ + M₂ + R	1.48 fg	1.35 gh	1.40 bc	1.11 de	1.26	
P-valor		0.0001	0.0001	0.0005	0.0487	0.5672

Valores seguidos por la misma letra en columna son estadísticamente iguales (p > 0.05). //N total: Absorción nitrógeno total.

5.5.2 Rendimiento del Nitrogeno Total (RNT)

El Rendimiento del Nitrógeno total (RNT), se refiere a la cantidad total de nitrógeno (N) contenido en la biomasa total producida por el cultivo durante su ciclo de desarrollo o período del estudio y se expresa en g por planta. De otra forma, es la cantidad de N que necesita para producir una determinada cantidad de biomasa.

Los resultados del análisis de varianza para esta variable, mostró que existen diferencias tanto en los factores independientes como la interacción (Cuadro 6). Para el factor fertilizante se determinó, que tanto el tipo como la cantidad influyen en el rendimiento del nitrógeno total. Los RNT más altos se obtuvieron con la aplicación de Urea hasta los 60 ddt en cualquiera de las dos dosis evaluadas **460 y 230 mg N kg⁻¹** de (0.08 a 1.07) y de (0.08 a 0.81 g de N pta⁻¹ respectivamente, alcanzando su valor máximo a los 150 ddt con 5.45 g pta⁻¹, seguido de la misma fuente con menor dosis (**U 230 mg N kg⁻¹**) con 3.24 g pta⁻¹. Este comportamiento puede deberse en primer lugar a la mayor solubilidad de la Urea y su rápida transformación de amonio y en segundo lugar al efecto que ejerce el tipo de fertilizante. La Urea, por ejemplo, tiene un efecto alcalinizante (Frioni, 1999), cuando se solubiliza, el Sulfato de Amonio por su parte es acidificante, este último efecto, pudo haber afectado la actividad microbiana, sobre todo en el proceso de mineralización de la materia orgánica, además del N del fertilizante, esta es una fuente de N para los cultivos en el medio donde se encuentran.

En relación con el factor inoculación, se estimaron diferencias altamente significativas ($p \leq 0.01$) en todos los períodos de muestreo. En todos tratamientos evaluados se observó que, el rendimiento del N aumentó desde los 30 hasta los 150 ddt, sin embargo, este aumento fue mayor de los 120 hasta los 150 ddt, donde los mayores valores fueron alcanzados por los tratamientos inoculados **M₁ + M₂, M₁ + M₂ + R** con 4.03 y 3.45 g pta⁻¹ respectivamente. El testigo alcanzó el menor valor 0.07 g pta⁻¹ a los 30 ddt y terminó con el menor valor 3.04 g pta⁻¹ a los 150 ddt. Los tratamientos con presencia de microorganismos (inoculación) aumentaron el rendimiento del N desde los 90 a los 150 ddt con relación al testigo de 1.54 a los 30 ddt hasta 0.54 g pta⁻¹ en la última evaluación, este aumento fue más sostenido cuando se utilizó **M₁ + M₂** y **M₁ + M₂ + R** (3.10 a 4.03 y 2.83 a 3.45 g pta⁻¹) respectivamente. Los resultados obtenidos permiten concluir que la presencia

microbiana en la zona radical, ya sean nativos o incorporados al sistema, contribuyen a aumentar no solo la absorción del N, sino también a aumentar la acumulación de biomasa.

Con relación a las interacciones, se estimaron también diferencias altamente significativas ($p \leq 0.01$) durante los cinco períodos de muestreo. Las mejores interacciones fertilizante+microorganismos se obtuvieron cuando la fuente de N fue Urea. Las medias más altas se obtuvieron con la aplicación de 460 mg de N kg^{-1} , que produjo el mayor rendimiento del N en la biomasa a los 30 ddt con 0.14 mg pta^{-1} , comparado con el 0.09 mg pta^{-1} cuando se aplica 230 mg de N kg^{-1} .

Este comportamiento en las interacciones se mantuvo hasta los 150 ddt obteniendo un mayor rendimiento del N en la biomasa los tratamientos que recibieron la mayor dosis de N como Urea siendo **U 460 mg N kg^{-1} + M₁ + M₂** con 6.26 g pta^{-1} seguido por **U 460 mg N kg^{-1} + M₁ + M₂ + R** con 6.21 g pta^{-1} . Valores más bajos entre 2.36 y 1.58 g pta^{-1} se alcanzaron con **SA 430 mg N kg^{-1} + M₁ + M₂ + R** y **SA 215 mg N kg^{-1}** cuando se combinó con **M₁** respectivamente.

Cuadro 5. Rendimiento del N total, en plántulas de plátano cv. CEMSA ¾ fertilizadas e inoculadas en condiciones de invernadero CNIA-INTA, 2019-2020

		RNT (g pta ⁻¹)				
		30	60	90	120	150
		(ddt)				
Dosis de Nitrógeno	U 460 mg N kg⁻¹	0.09 a	1.07 a	2.21 b	3.73 b	5.45 a
	U 230 mg N kg⁻¹	0.08 b	0.81 b	3.29 a	2.50 c	3.24 b
	SA 430 mg N kg⁻¹	0.06 c	0.49 c	3.21 a	5.85 a	2.79 bc
	SA 215 mg N kg⁻¹	0.04 d	0.36 d	1.59 c	1.32 d	2.29 c
P-valor		0.0001	0.0001	0.0001	0.0001	0.0001
Inóculos	Testigo	0.07 b	0.74 a	1.42 b	2.96 b	3.04 b
	M₁	0.06 c	0.65 c	2.95 a	3.07 b	3.26 ab
	M₁ + M₂	0.06 c	0.65 c	3.10 a	3.68 a	4.03 a
	M₁ + M₂ + R	0.08 a	0.68 b	2.83 a	3.70 a	3.45 a
P-valor		0.0001	0.0001	0.0001	0.0001	0.0001
Interacciones	U 460 mg N kg⁻¹	0.06 f	1.21 a	1.45 h	3.41 def	5.44 ab
	Testigo					
	U 460 mg N kg⁻¹	0.10 b	0.93 d	1.67 gh	4.24 cde	3.89 abc
	+ M₁					
	U 460 mg N kg⁻¹	0.05 g	1.13 b	2.60 efg	4.50 bcd	6.26 a
	+ M₁ + M₂					
	U 460 mg N kg⁻¹ + M₁	0.14 a	1.02 c	3.11 cde	2.79 efgh	6.21 a
	+ M₂ + R					
	U 230 mg N kg⁻¹	0.07 de	0.70 e	1.77 gh	2.19 fgh	2.14 c
	Testigo					
	U 230 mg N kg⁻¹	0.07 ef	0.97 cd	5.09 a	2.34 fgh	4.14 abc
	+ M₁					
	U 230 mg N kg⁻¹	0.09 bc	0.60 f	4.37 ab	2.38 fgh	4.01 abc
	+ M₁ + M₂					
	U 230 mg N kg⁻¹ + M₁	0.09 c	0.98 cd	1.95 fgh	3.08 defg	2.68 c
	+ M₂ + R					
	SA 430 mg N kg⁻¹	0.07 f	0.75 e	2.24 efgh	5.71 bc	2.63 c
	Testigo					
	SA 430 mg N kg⁻¹	0.04 h	0.32 hi	2.86 def	4.14 cde	3.24 bc
	+ M₁					
SA 430 mg N kg⁻¹	0.07 ef	0.51 g	4.00 bc	6.06 ab	2.95 bc	
+ M₁ + M₂						
SA 430 mg N kg⁻¹ + M₁	0.06 g	0.35 hi	3.75 bcd	7.50 a	2.36 c	
+ M₂ + R						
SA 215 mg N kg⁻¹	0.08 d	0.32 i	0.22 i	0.52 i	1.96 c	
Testigo						
SA 215 mg N kg⁻¹	0.03 i	0.39 h	2.17 efgh	1.58 ghi	1.76 c	
+ M₁						
SA 215 mg N kg⁻¹	0.02 ij	0.36 hi	1.44 h	1.78 ghi	2.89 c	
+ M₁ + M₂						
SA 215 mg N kg⁻¹ + M₁	0.02 j	0.39 hi	2.53 efg	1.42 hi	2.54 c	
+ M₂ + R						
P-valor		0.0001	0.0001	0.0001	0.0002	0.0001

Valores seguidos por la misma letra en columna son estadísticamente iguales (p > 0.05). //Rto.NT: Rendi del Nitrógeno total

5.5.3 Nitrógeno derivado del fertilizante (Nddf)

En un sistema agrícola bajo cultivo no leguminoso, las fuentes de nitrógeno del que dispone el cultivo son dos, el que viene del suelo y el que proviene del fertilizante aplicado. El nitrógeno derivado del fertilizante (Nddf) es la medida de la porción de nitrógeno en la planta, que proviene del fertilizante aplicado, la medición de esta fracción es bastante segura con el uso de isotópos como el caso del ^{15}N mediante la técnica de dilución isotópica. Por lo tanto, para calcular el porcentaje de nitrógeno derivado del fertilizante (Nddf) es necesario determinar los átomos en exceso de ^{15}N en las muestras vegetales y en el fertilizante utilizado en el experimento.

La absorción de Nddf por plántulas de plátano por efecto de los factores (fuente y dosis de N más inoculación) se presenta en el Cuadro 7. En general, con base al ANDEVA para fuente de fertilizante, mostró diferencias altamente significativas en todos los períodos evaluados. El análisis de Nddf en las plantas mostró, que la aplicación de N-Urea en dosis de **460 mg N kg⁻¹**, condujo a una mayor acumulación de Nddf 6.02 a los 30 y hasta los 90 ddt con 6.20, posterior a ese período, la concentración en la planta disminuyó. La disminución en el tiempo es lógica por dos razones, la dilución del N total por aumento de la biomasa de la planta, y la dilución del ^{15}N por el ^{14}N en la planta con relación al N total. Las cantidades mayores observada con la Urea, probablemente se debió a la alta disponibilidad de N procedente de la Urea, así como a su alta solubilidad y a su efecto alcalinizante al inicio del hidrólisis. De los resultados se puede deducir que la mayor concentración de N en la planta, provienen del suelo, variando desde 94% a los 30 ddt hasta 98% a los 150 ddt. La misma tendencia se observó cuando la fuente es sulfato de amonio, siendo mayor el N proveniente del fertilizante cuando la dosis es alta **430 mg N kg⁻¹** (0.87%), que cuando baja a la mitad **215 mg N kg⁻¹** (0.42%).

En relación con el factor inoculación, el ANDEVA mostró diferencias altamente significativas ($p \leq 0.01$) en términos de Nddf. La mayor proporción de Nddf en las plantas se estimó a los 90 ddt, siendo el tratamiento inoculado (**M₁**) con 2.17% el que alcanzo el mayor valor, seguido de la combinación de ambas micorrizas **M₁+M₂** con 1.91%. Cuando las micorrizas se combinaron con rhizobium el Nddf para ese mismo período, desciende a 1.8%. Las evaluaciones posteriores, mostraron también una tendencia a disminuir el Nddf hasta los 150 ddt, por las razones ya explicadas, sin embargo, es importante señalar, que en las evaluaciones a los 120 y 150 ddt, la

presencia de rhizobium permitió alcanzar los valores más altos de Nddf con 1.18 y 0.81%, respecto de los tratamientos con presencia de micorrizas.

También, en términos de Nddf, el ANDEVA mostró diferencias estadísticas altamente significativa ($p \leq 0.01$) para las interacciones, cuantificándose la absorción mayor de N-fertilizante en los tratamientos con base a Urea (**460 mg N kg⁻¹**) y la presencia de micorriza sola (**M₁**) con 6.81 y combinada (**M₁ + M₂**) con 6.09 a los 90 ddt.

De los resultados generados, se puede deducir que la mayor proporción de N en la planta fue derivada del suelo. Asimismo, la inoculación microbiana contribuyó a que se incrementara la absorción del Nddf desde los 90 hasta los 120 ddt en comparación con los tratamientos control (no inoculados). No obstante, debe indicarse que, de acuerdo con los resultados, que es probable, que una parte del N-fertilizante aplicado fuese inmovilizado al inicio por los microorganismos tanto nativos como inoculados, y que al final estos disminuyeran en población y el N contenido en su protoplasma celular fuese mineralizado.

Estos resultados sugieren que los microorganismos, ya sea nativos o introducidos que colonizan la rizosfera de cultivos como el plátano, tienen el potencial de proveer el nitrógeno necesario para su desarrollo en las primeras etapas de crecimiento. La mayoría de los efectos que inducen este grupo de microorganismos se deben a la producción de metabolitos que modifican las condiciones fisiológicas y las características morfológicas de las raíces inoculadas para mejorar la absorción de nutrientes, sumado al efecto que tienen sobre la mineralización y solubilización de los elementos contenidos en la materia orgánica y los fijados en los coloides del suelo respectivamente. La suma de estos mecanismos demuestra que tiene el potencial de sustituir las aplicaciones de fertilizantes sintéticos.

Cuadro 6. Nitrógeno derivado del fertilizante en plántulas de plátano cv. CEMSA ¾ fertilizadas e inoculadas en condiciones de invernadero CNIA-INTA, 2019-2020

		Nddf (%)				
		30	60	90	120	150
		(ddt)				
Dosis de Nitrógeno	U 460 mg N kg⁻¹	6.02 a	3.74 a	6.20 a	2.38 a	1.32 a
	U 230 mg N kg⁻¹	0.81 c	1.34 b	0.67 b	0.69 b	0.56 c
	SA 430 mg N kg⁻¹	0.87 b	0.57 c	0.63 c	0.45 d	0.71 b
	SA 215 mg N kg⁻¹	0.42 d	0.55 c	0.42 d	0.65 c	0.32 d
P-valor		0.0001	0.0001	0.0001	0.0001	0.0001
Inóculos	Testigo	2.08 b	1.82 a	2.04 b	1.03 c	0.67 c
	M₁	2.05 b	1.48 b	2.17 a	1.14 b	0.70 b
	M₁ + M₂	2.36 a	1.46 b	1.91 c	0.81 d	0.72 b
	M₁ + M₂ + R	1.63 c	1.44 b	1.80 d	1.18 a	0.81 a
P-valor		0.0001	0.0001	0.0001	0.0001	0.0001
Interacciones	U 460 mg N kg⁻¹	6.42 b	4.93 a	6.40 b	2.33 c	0.99 c
	Testigo					
	U 460 mg N kg⁻¹	5.92 c	3.66 b	6.81 a	2.78 a	1.50 a
	+ M₁					
	U 460 mg N kg⁻¹	7.11 a	3.00 d	6.09 c	1.70 d	1.24 b
	+ M₁ + M₂					
	U 460 mg N kg⁻¹ + M₁	4.63 d	3.37 c	5.50 d	2.70 b	1.54 a
	+ M₂ + R					
	U 230 mg N kg⁻¹	0.32 i	1.06 g	0.65 efgh	0.50 jk	0.51 g
	Testigo					
	U 230 mg N kg⁻¹	0.90 f	1.18 fg	0.75 e	0.72 f	0.55 fg
	+ M₁					
	U 230 mg N kg⁻¹	1.17 e	1.80 e	0.58 hi	0.64 gh	0.60 f
	+ M₁ + M₂					
	U 230 mg N kg⁻¹ + M₁	0.83 fg	1.31 f	0.71 efgh	0.88 e	0.58 fg
	+ M₂ + R					
	SA 430 mg N kg⁻¹	1.11 e	0.69 h	0.63 fgh	0.42 lm	0.84 d
	Testigo					
	SA 430 mg N kg⁻¹	0.95 f	0.56 hi	0.56 hi	0.38 m	0.37 h
	+ M₁					
SA 430 mg N kg⁻¹	0.70 g	0.50 i	0.60 gh	0.41 m	0.73 e	
+ M₁ + M₂						
SA 430 mg N kg⁻¹ + M₁	0.73 g	0.54 hi	0.72 ef	0.59 hi	0.89 d	
+ M₂ + R						
SA 215 mg N kg⁻¹	0.47 h	0.60 hi	0.48 ij	0.85 e	0.36 hi	
Testigo						
SA 215 mg N kg⁻¹	0.42 hi	0.53 i	0.56 hi	0.70 fg	0.38 h	
+ M₁						
SA 215 mg N kg⁻¹	0.45 hi	0.53 i	0.37 j	0.48 kl	0.30 ij	
+ M₁ + M₂						
SA 215 mg N kg⁻¹ + M₁	0.34 hi	0.52 i	0.28 k	0.56 ij	0.24 j	
+ M₂ + R						
P-valor		0.0001	0.0001	0.0001	0.0001	0.0001

Valores seguidos por la misma letra en columna son estadísticamente iguales (p > 0.05). //Nddf: Nitrógeno derivado del fertilizante.

5.5.4 Rendimiento del N derivado del fertilizante (RNddf)

En el estudio del aprovechamiento de N por las plantas se pueden usar tres métodos: directo o isotópico, indirecto o diferencia y regresión lineal. El primer método es bastante útil para estudiar el destino de N (^{15}N) del fertilizante en el sistema suelo-planta. El método isotópico directo como herramienta para evaluar la eficiencia de uso del N-fertilizante consiste en la utilización de fertilizantes nitrogenados marcados, tanto tradicionales como materiales orgánicos diversos, durante su fabricación con el isótopo estable ^{15}N . Si un ^{15}N -fertilizante aplicado al suelo está disponible para el cultivo, este es absorbido por las plantas. Éstas presentarán en su nitrógeno acumulado un valor de % átomos de ^{15}N significativamente superior a la abundancia natural en el suelo (0.3663% átomos ^{15}N).

El rendimiento de N derivado del fertilizante (RNddf) en plántulas de plátano por efecto de los factores de interés (fuente y dosis de N más inoculación) se presenta en el (Cuadro 8). En general, con base al ANDEVA, el RNddf mostró diferencias altamente significativas ($p \leq 0.01$) tanto para los factores, fuente - dosis de N e inoculación, como para la interacción entre dichos factores. El RNddf fue mayor en los tratamientos con Urea a dosis de **460 mgN kg⁻¹** en los cinco períodos evaluados, aumentando hasta los 90 ddt y disminuyendo hasta los 150 ddt. El rendimiento más alto se alcanzó a los 90 ddt con 133.98 mg N planta⁻¹, las otras dosis y fuentes variaron entre 21 y 18.5 mg N planta⁻¹ para el mismo periodo de 90 a 150 ddt. Los valores más bajos de RNddf se alcanzaron con el tratamiento **SA 215 mg N kg⁻¹** que fue 6.39 a 7.12 mg N planta⁻¹ para el mismo periodo (90 a 150 ddt).

En relación con el factor inoculación, se observó que el RNddf fue muy similar en todos los tratamientos a lo largo de todos los períodos evaluados, sin embargo, es interesante señalar que a diferencia de la variable Nddf donde la presencia de rhizobium alcanzo los menores valores, el rendimiento del N, se vio favorecido por la presencia de este microorganismo.

Los resultados mostraron que la presencia de rhizobium incrementó consistentemente el RNddf obteniendo un valor de 34.47 mg N planta⁻¹ al final de las evaluaciones (90 ddt) con una diferencia de 11.09 y 1.48 mg N planta⁻¹ respecto al testigo y las micorrizas combinadas, respectivamente.

Cuadro 7. Rendimiento del N derivado del fertilizante en plántulas de plátano cv. CEMSA ¾ fertilizadas e inoculadas en condiciones de invernadero CNIA-INTA, 2019-2020

		RNddf (mg N planta ⁻¹)					
		30	60	90	120	150	
		(ddt)					
Factor A	U 460 mg N kg⁻¹	4.96 a	40.45 a	133.98 a	87.18 a	71.36 a	
	U 230 mg N kg⁻¹	0.67 b	10.67 b	22.17 b	17.59 c	18.30 b	
	SA 430 mg N kg⁻¹	0.49 c	2.87 c	20.27 b	27.29 b	19.10 b	
	SA 215 mg N kg⁻¹	0.17 d	1.98 c	6.39 c	7.97 d	7.12 c	
P-valor		0.0001	0.0001	0.0001	0.0001	0.0001	
Factor B	Testigo	1.36 c	18.53 a	29.89 c	29.69 b	23.38 b	
	M₁	1.70 b	12.32 b	45.02 b	40.31 a	25.04 b	
	M₁ + M₂	1.30 c	12.32 b	53.16 a	31.28 b	32.99 a	
	M₁ + M₂ + R	1.93 a	12.80 b	54.73 a	38.75 a	34.47 a	
P-valor		0.0001	0.0001	0.0001	0.0001	0.0001	
Interacción A x B	U 460 mg N kg⁻¹ Testigo	4.10 c	59.60 a	92.95 d	79.48 b	53.64 c	
	U 460 mg N kg⁻¹ + M₁	5.70 b	33.89 b	114.02 c	117.58 a	58.52 c	
	U 460 mg N kg⁻¹ + M₁ + M₂	3.51 d	33.92 b	158.13 b	76.48 b	77.67 b	
	U 460 mg N kg⁻¹ + M₁ + M₂ + R	6.51 a	34.41 b	170.83 a	75.19 b	95.61 a	
	U 230 mg N kg⁻¹ Testigo	0.23 gh	7.46 de	11.49 ghi	10.94 ef	10.95 defg	
	U 230 mg N kg⁻¹ + M₁	0.61 fg	11.45 c	38.02 e	16.84 de	22.82 de	
	U 230 mg N kg⁻¹ + M₁ + M₂	1.11 e	10.88 cd	25.19 f	15.31 def	24.01 d	
	U 230 mg N kg⁻¹ + M₁ + M₂ + R	0.73 ef	12.89 c	13.95 gh	27.26 d	15.40 defg	
	SA 430 mg N kg⁻¹ Testigo	0.72 ef	5.17 ef	14.03 gh	23.90 d	21.93 de	
	SA 430 mg N kg⁻¹ + M₁	0.38 fgh	1.82 f	15.94 g	15.86 def	12.11 defg	
	SA 430 mg N kg⁻¹ + M₁ + M₂	0.46 fgh	2.59 f	23.98 f	24.79 d	21.47 def	
	SA 430 mg N kg⁻¹ + M₁ + M₂ + R	0.41 fgh	1.90 f	27.14 f	44.60 c	20.89 defg	
	SA 215 mg N kg⁻¹ Testigo	0.37 fgh	1.90 f	1.08 i	4.42 f	6.98 fg	
	SA 215 mg N kg⁻¹ + M₁	0.12 h	2.10 f	12.11 hi	10.96 ef	6.71 fg	
	SA 215 mg N kg⁻¹ + M₁ + M₂	0.11 h	1.89 f	5.34 hi	8.55 ef	8.80 efg	
	SA 215 mg N kg⁻¹ + M₁ + M₂ + R	0.07 h	2.01 f	7.01 hi	7.96 ef	5.98 g	
	P-valor		0.0001	0.0001	0.0001	0.0001	0.0001

Valores seguidos por la misma letra en columna son estadísticamente iguales (p > 0.05). //Rnf: Rendimiento de N-fertilizante.

También el ANDEVA mostró diferencias altamente significativas ($p \leq 0.01$) para el RNddf en las interacciones. Los valores mayores del RNddf se obtuvieron en los tratamientos Urea con la dosis mayor (**460 mg N kg⁻¹**) y en todas las combinaciones con microorganismos, seguidas por la Urea a dosis baja (**230 mg N kg⁻¹**) de igual modo con todas las combinaciones de microorganismos. Los valores de RNddf se obtuvieron con la presencia de rhizobium quien alcanzó desde la primera hasta la última evaluación los rendimientos de N más altos 6.51 a 96.61(mg N planta⁻¹), seguidos de la combinación de las dos micorrizas 32.99 mg N planta⁻¹ y siguió disminuyendo con la presencia de una sola micorriza 25.04 mg N planta⁻¹ a los 150 ddt.

La inoculación microbiana contribuyó a que el RNddf aplicado incrementara durante los primeros 90 ddt, y que como es lógico, de los 90 a los 150 ddt disminuyera la absorción por el agotamiento de este en el suelo. Asimismo, la interacción entre los factores evaluados sobre el RNddf evidencia que la inoculación combinada con Micorriza y Rhizobium incrementó el RNddf con la aplicación de Urea con la dosis de **460 mg N kg⁻¹** sustrato. Este efecto pudo deberse a su alta solubilidad y a su efecto alcalinizante al inicio del hidrólisis, lo que favorece un ambiente más adecuado para la activación y funcionamiento de los microorganismos aplicados.

5.5.5 Uso eficiente del nitrógeno (UEN)

La eficiencia del uso de N se puede expresar de diferentes maneras: EI = Eficiencia interna de utilización de N, (kg de producción por kg de N absorbido). FPP = Factor parcial de productividad (kg de producto cosechado por kg de N aplicado). EA = Eficiencia agronómica (kg de aumento en la producción por kg de aumento en la absorción de N). ER = Eficiencia aparente de recuperación, (kg de aumento de absorción de N por kg N aplicado).

Según Younquis *et al.*, (1992), la eficiencia del fertilizante ha sido descrito en dos sentidos, uno que lo describe es, eficiencia de absorción y otra sobre la utilización eficiente del nitrógeno, siendo esta última más importante por que describe el uso que las plantas hace del fertilizante. Es decir, está referido a la cantidad porcentual de N que ingresa a la planta en función de la dosis aplicada.

La determinación del UEN, por el método directo, se calcula utilizando la cantidad de N derivado del fertilizante fue estimada usando el porcentaje de ^{15}N en exceso en el tejido y en el fertilizante (International Atomic Energy Agency., 1983).

La evaluación del uso eficiente del nitrógeno (UEN) por plántulas de plátano, mostró efectos significativos tanto para los factores independientes, como para las interacciones (Cuadro 9). En general, en base al ANDEVA ($p \leq 0.01$) para el factor fuente-dosis, la mayor eficiencia se estimó con Urea a dosis de **460 mg N kg⁻¹** siendo de 29.13% (90 ddt), el resto de los tratamientos obtuvieron menores valores entre 2.67 y 9.64 en ese mismo período, la misma tendencia mostró la evaluación a los 150 ddt, donde el mayor valor de eficiencia se obtuvo con la misma dosis alta de Urea **460 mg N kg⁻¹** (15.51%), los otros tratamientos variaron entre 3.31 y 7.96%. Los resultados indican que las altas dosis de Nitrógeno aplicadas con Urea indujeron un mayor UEN.

Cuadro 9. Uso eficiente del nitrógeno de las plántulas de plátano cv. CEMSA ¾ fertilizadas e inoculadas en condiciones de invernadero CNIA-INTA, 2019-2020

		UEN (%)				
		30	60	90 (ddt)	120	150
Dosis de Nitrógeno	U 460 mg N kg ⁻¹	1.08 a	8.80 a	29.13 a	18.95 a	15.51 a
	U 230 mg N kg ⁻¹	0.29 b	4.64 b	9.64 b	7.65 b	7.96 b
	SA 430 mg N kg ⁻¹	0.11 c	0.67 c	4.72 c	6.35 b	4.44 c
	SA 215 mg N kg ⁻¹	0.08 d	0.92c	2.97 d	3.71 c	3.31 c
P-valor		0.0001	0.0001	0.0001	0.0001	0.0001
Inóculos	Testigo	0.33 c	4.57 a	7.24 b	7.41 b	6.19 b
	M ₁	0.41 b	3.44 b	12.66 a	10.42 a	7.15 ab
	M ₁ + M ₂	0.35 c	3.40 b	13.35 a	8.26 b	9.10 a
	M ₁ + M ₂ + R	0.47 a	3.62 b	13.20 a	10.57 a	8.78 a
P-valor		0.0001	0.0001	0.0001	0.0001	0.0001
Interacciones	U 460 mg N kg ⁻¹					
	Testigo	0.89 c	12.96 a	20.21 c	17.28 b	11.66 bc
	U 460 mg N kg ⁻¹ + M ₁	1.24 b	7.37 b	24.79 b	25.56 a	12.72 bc
	U 460 mg N kg ⁻¹ + M ₁ + M ₂	0.76 d	7.37 b	34.38 a	16.63 bc	16.88 ab
	U 460 mg N kg ⁻¹ + M ₁ + M ₂ + R	1.42 a	7.48 b	37.14 a	16.35 bc	20.78 a
	U 230 mg N kg ⁻¹					
	Testigo	0.10 hi	3.24 e	5.00 fgh	4.76 fg	4.76 def
	U 230 mg N kg ⁻¹ + M ₁	0.26 fg	4.98 cd	16.53 d	7.32 def	9.92 cde
	U 230 mg N kg ⁻¹ + M ₁ + M ₂	0.48 e	4.73 d	10.95 e	6.66 efg	10.44 cd
	U 230 mg N kg ⁻¹ + M ₁ + M ₂ + R	0.32 f	5.60 c	6.07 fg	11.85 cd	6.70 cdef
	Testigo	0.17 gh	1.20 f	3.26 ghi	5.56 efg	5.10 def
	SA 430 mg N kg ⁻¹ + M ₁	0.09 hi	0.42 f	3.71 fgh	3.69 fg	2.82 f
	SA 430 mg N kg ⁻¹ + M ₁ + M ₂	0.11 hi	0.60 f	5.58 fg	5.76 efg	4.99 def
	SA 430 mg N kg ⁻¹ + M ₁ + M ₂ + R	0.09 hi	0.44 f	6.31 f	10.37 de	4.86 def
	SA 215 mg N kg ⁻¹					
	Testigo	0.17 gh	0.88 f	0.50 i	2.06 g	3.25 f
	SA 215 mg N kg ⁻¹ + M ₁	0.06 i	0.98 f	5.63 fg	5.10 fg	3.12 f
	SA 215 mg N kg ⁻¹ + M ₁ + M ₂	0.05 i	0.88 f	2.49 hi	3.98 fg	4.09 ef
	SA 215 mg N kg ⁻¹ + M ₁ + M ₂ + R	0.03 i	0.94 f	3.26 ghi	3.70 fg	2.78 f
	P-valor		0.0001	0.0001	0.0001	0.0001

Valores seguidos por la misma letra en columna son estadísticamente iguales (p > 0.05). //UEF: Uso eficiente del N –fertilizante.

Con relación al efecto del factor inoculación sobre el UEN, el ANDEVA mostró diferencias altamente significativas ($p \leq 0.01$), cuantificándose los valores de eficiencia del N-fertilizante menores que el obtenido con la mayor dosis de Urea. Sin embargo, es importante señalar, que solamente ese tratamiento (**U 460 mg N kg⁻¹**) pudo superar a los tratamientos con presencia de microorganismos (solo o combinados), el resto de los tratamientos con fertilizante en las otras dosis, todos fueron superados por los tratamientos con presencia de microorganismos, lográndose los mayores valores de eficiencia **M1+M2+R** con 0.47% en la primera evaluación, manteniendo la tendencia de mayor valor hasta los 150 ddt con 8.78%, sin diferencia estadística de M1+M2 que alcanzó 9.92% a la misma fecha de evaluación.

En general, puede afirmarse, que la presencia de microorganismos contribuyó a aumentar la eficiencia del fertilizante aplicado. En el cuadro 9 se observa que todos los factores donde hubo inoculación, el UEN fue notablemente mayor en todos los momentos, en comparación con los valores registrados en el testigo. En promedio se observó que la inoculación con los tres microorganismos ($M_1 + M_2 + R$) fue el factor que registró los mayores valores de UEN.

Las interacciones fuente y dosis N x inoculación resultaron mejores cuando se combinan los microorganismos con la dosis más alta de Urea (**460 mg N kg⁻¹**), seguidos de la combinación con Urea (**230 mg N kg⁻¹**), las combinaciones con sulfato de amonio obtuvieron los UEN más bajos del estudio. El mayor valor de eficiencia se obtuvo cuando se utilizó Urea en dosis de **460 mg N kg⁻¹ + M₁ + M₂ + R** con 37.14 a los 90 ddt, seguido de **460 mg N kg⁻¹ + M₁+M₂** con 34.38% al mismo período evaluado, es de señalarse, que los valores más altos de UEN se obtuvieron en la interacción microorganismos con fertilizante Urea a alta dosis, mejorándose la eficiencia en 27.5% 90 ddt y 34% a los 150 ddt respecto al tratamiento fertilización con Urea en la dosis más alta. Estos resultados muestran, que los microorganismos, si ayudan a mejorar la eficiencia del fertilizante aplicado, aumentándola con el tiempo, lo que no ocurre cuando solo se aplica fertilizante donde el UEN tiende a disminuir con el tiempo.

VI. CONCLUSIONES

Las plantas inoculadas con los microorganismos mostraron efectos sobre las variables de crecimiento altura de la planta, diámetro del pseudotallo, número de hojas, y sobre la producción de biomasa aérea, obteniéndose los mejores resultados cuando la dosis de Nitrógeno aplicada fue mayor, sin importar la fuente de este nutriente.

El nitrógeno absorbido por la planta y derivado del fertilizante aumentó cuando la fertilización con la dosis más alta de Urea se combinó con los inoculantes de micorrizas sola y combinada. Así mismo, el rendimiento del N proveniente del fertilizante fue mayor a los 60 a 120 días después del trasplante.

A diferencia del testigo, en todos los tratamientos inoculados la eficiencia del nitrógeno tendió a aumentar en el tiempo, observándose los valores más altos cuando se fertilizó con Urea utilizando la dosis más alta y se inoculó con los tres microorganismos. De igual manera los mayores valores de UEN se registraron con este tratamiento a los 90 y 150 ddt con 37.14 y 20.78 % respectivamente.

La absorción de nitrógeno fue favorecida por la presencia de microorganismos cuando la fuente de nitrógeno utilizada es la Urea en dosis altas.

VII. RECOMENDACIONES

Continuar los estudios para comprobar la consistencia de los resultados del ensayo.

Evaluar mezclas de mayor número y tipos de microorganismos, incluyendo solubilizadores de Fósforo, para identificar efectos sinérgicos o antagónicos que influyan en el crecimiento de las plantas.

VIII. LITERATURA CITADA

- Andrade, A. (2010). MICORRIZAS: antigua interacción entre plantas y hongos. 87. Anuario de producción. 53(2), 97-106.
- Barea, J., Pozo, M., y Aguilar, C. (2018). Agricultura divulgación micorrizas.pdf. <https://www2.eez.csic.es/mycorrhizaandbioticstresslab/Agricultura-divulgacion%20micorrizas.pdf>
- Basantes, E. (2015). Empleo de técnicas isotópicas en investigación agrícola, absorción y recuperación de fertilizantes en cultivos. Ciencia, 17,1 (137-145), 2.
- Belalcázar, S. (1995). El cultivo del plátano en el trópico. Manual de asistencia técnica No. 50. Comité Departamental de Cafeteros del Quindío, Federación Nacional Cafeteros de Colombia, Armenia, Colombia.
- Bhende, S.S. y S. Kurien. (2015). Sucker production in banana. Journal of Tropical Agriculture
- Caballero, J. (1999). Laboratorio del Centro de Investigaciones sobre Fijación de Nitrógeno de la Universidad Nacional Autónoma de México CIFN-UNAM. <http://eprints.uanl.mx/6724/1/1080124348.PDF>
- Camargo, S., Mera, C., Montaña, N., y Montaña, S. (2012). Micorrizas: Una gran unión debajo del suelo. Mensual, 13(7), 1.
- Changüezá, Y. (2011). Alternativas biológicas para el control de nematodos Fito parásitos en el cultivo del plátano. Tesis Magister en Ciencias Agrarias. Línea de investigación Suelos. Universidad Nacional de Colombia, Facultad de Ciencias Agropecuarias. Palmira.
- Cuadra, M. (1998). Efecto de diferentes niveles de nitrógenos, espaciamiento y poblaciones sobre el crecimiento, desarrollo y rendimiento del maíz (*Zea may L.*) var. NB-6. Instituto superior de Ciencias Agropecuarias. Managua, Nicaragua.
- Fonturbel, F.E., Acha, D., y Mondaca, D. A. (2007). Introducción a la Botánica. https://cebem.org/cmsfiles/publicaciones/Manual_de_Botanica.pdf
- Frioni, L. Procesos microbianos.1999 Fundación de la Universidad Nacional de Río Cuarto, Argentina, tomo II
- Gómez, R. (1996). Principales resultados de la aplicación de biofertilizantes en cultivos de interés económico en Cuba utilizando la tecnología de recubrimiento de las semillas. En: IX Seminario del Instituto Nacional de Ciencias Agrícolas. Programa y Resúmenes. La Habana.
- Guerra, B. (2008). Micorriza arbuscular. Recurso microbiológico en la agricultura sostenible.

- Guerrero, M. (2010). Guía técnica del cultivo del plátano. Programa MAG-CENTA-Frutales. CENTA (Centro Nacional de Tecnología Agropecuaria y Forestal Enrique Álvarez Córdova). El Salvador.
- Handarson, G. (1990). Empleo de Técnicas Nucleares en los Estudios de la Relación Suelo-Planta. OIEA, Viena.
- Harris, G. (1995). Extension Crop and Soil Scientist Peanut Production Field Guide. Sweden
- International Atomic Energy Agency. (1983). Manual use of isotope and radiation methods in soil and water management and crop nutrition. Training course series 14. Vienna, Austria.
- Instituto Interamericano de Cooperación para la Agricultura. (2004). Registro y Control de los Bioinsumos y Extractos Vegetales de uso agrícola en Colombia. Ministerio de Agricultura, Presidencia de la Republica.
- Instituto Interamericano de Cooperación para la Agricultura. (2004). Cadena Agroindustrial del Plátano. Nicaragua. Autor
- Instituto Nicaragüense de Tecnología Agropecuaria. (1997). Guía tecnológica número 16, Musáceas. Nicaragua. Autor.
- Instituto Nicaragüense de Tecnología Agropecuaria. (2019). Guía Técnica con plantas in vitro Plátano. <https://inta.gob.ni/project/guia-tecnica-con-plantas-in-vitro-platano/>
- Kanampiu, F. K. (1997). Effect of nitrogen and rate plant nitrogen loss in winter wheat varieties. Journal, plant Nutrition.
- Karamura, D., E. Karamura, and G. Blomme. (2011). General plant morphology of Musa (p, 1:20). In Pilay M. and A. Tenkouano (eds). Banana breeding progress and challenges. CRC press.
- Landaverde, R. (2001). El cultivo del plátano. El Salvador. Editorial OIRSA
- Lecompte, F., Vaucelle, A., Pages, L., & Ozier-Lafontaine, H. (2002). Number, position, diameter and initial direction of growth of primary roots in Musa. Annals of Botany, 90(1), 43–51.
- Llovera, J. (1999). Uso de técnicas isotópicas de “N aplicadas al estudio de la fijación biológica de nitrógeno en el cultivo de alfalfa (Medicago sativa L.) En "La Comarca Lagunera", México (Tesis de Posgrado). <http://eprints.uanl.mx/6724/1/1080124348.PDF>
- López, A y Espinosa J. (1995). Manual de nutrición y fertilización del banano. Quito, Ecuador. Instituto de la Potasa y el Fósforo
- Maranville, J. W., R. B. Clark & W. M. Ross. (1980). Nitrogen efficiency in grain Sorghum. J.

of Plant. Nutrition. (2):577- 589 p

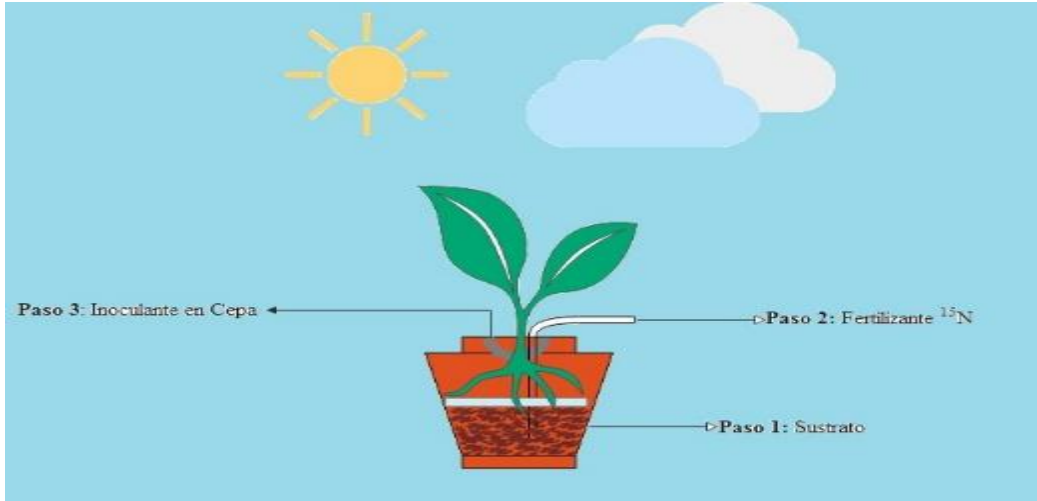
- Martínez, A., D. G. Cayón S, y J. Torres B. (2006). Dinámica de la distribución de nutrientes durante el desarrollo de la planta de banano (Musa AAA Simmonds cvs. Gran Enano y Valery). (Tesis de Maestría). Universidad Nacional de Colombia Sede Bogotá. Medellín Colombia.
- Mejía, G. (2018). Cultivo de plátano (Musa paradisiaca). Recuperado de http://centa.gob.sv/docs/guias/frutales/Guia%20Centa_Platano%202019.pdf
- Naranjo, H. (2019). Evaluación de bacterias solubilizadoras de fósforo en la aclimatación de plantas in vitro de banano (Musa sp. Var. Williams) en condiciones de invernadero (Tesis de Pregrado). Recuperado de <http://repositorio.ug.edu.ec/bitstream/redug/45263/1/Naranjo%20Torres%20Harold%20Educardo.pdf>
- Ortega N, Korvena S, Ruiz O, Santos E, Peralta E. (2010). Recuperado de Multimeristemas y callos de diferentes variedades de Banano y Plátano Musa acuminata a partir de “Meristemas apicales” y “Scalps”. Revista Tecnológica ESPOL. 23(1), 4.
- Ortiz, R; López, A; Ponchner, S; Segura, A. (1999). El cultivo del banano. San José, Costa Rica. EUNED
- Palma, E., Paz, R., y Perfecto, R. (2006). Elaboración de banano deshidratado en forma de pasa, con el uso de un Secador Eléctrico modelo ST3, utilizando como materia prima bananos de la variedad Pisang Ceylan (AAB). (Tesis de Pregrado). Recuperado de <http://riul.unanleon.edu.ni:8080/jspui/retrieve/1084>
- Paul, C.L. (1990). Agronomía del sorgo. CENTA. El salvador. 1-63pp. Recuperada de <http://riul.unanleon.edu.ni:8080/jspui/bitstream/123456789/6153/1/223547.pdf> 21–1, 195.
- Robinson, J.C., y Galán S.V. (2012). Plátanos y Bananos. Colombia. Instituto Canario de investigaciones Agrarias.
- Rodas, A. (2006). La Agricultura y Microorganismos. Mexico. Engormix
- Sánchez, T.J.D. y Mira J. (2013). Principios para la nutrición del banano. Augura Cenibanano.
- Simmonds, W. (1962). The evolution of bananas. Londres: Longmans.
- Tao, W., Martínez Romero, R., y López Lara, I. (s/f). Rhizobium y su destacada simbiosis con plantas. <http://biblioweb.tic.unam.mx/libros/microbios/Cap8/>
- Vassilev, N., Vassileva, M., Azcon, R., y Medina, A. (2001). Application of free and Calcium-entrapped Glomus deserticola and Yarowia lipolytica in a soil-plant system. Journal of Biotechnology, 91, p. 237-242. Doi: 10.1016/S01681656 (01)00341
- Weisenburger, D. (1991). Potential health consequences of ground-water contamination by

nitrate in Nebraska. In Bogardi, I; Kuzelka, RD. eds. Nitrate contamination. Springer-Verlag, Berlin, Germany. 309-315pp.

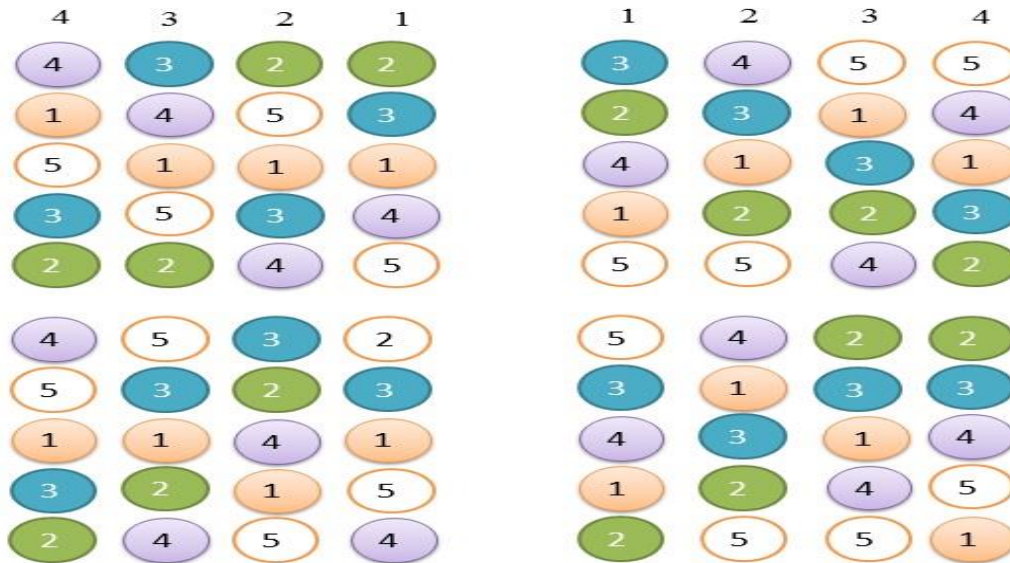
Wojcik, P. (2001). Ecological impact of nitrogen fertilization. Poland. Journal of Fruit and Ornamental plant. Research. 9(1):117-127pp.

Youngquist, J. B. Bramel, P. & Maranville, J. W. (1992). Evaluation of Alternative Screening Criterion for Selecting Nitrogen-Use Efficient Genotypes in Sorghum. Crop Science. Vol.32, 1003 p.

IX. ANEXOS



Anexo 1. Esquema de la aplicación de las Micorrizas Arbusculares (HMA) y Rhizobium mezclado con fertilizantes U 460 mg kg^{-1} , U 230 mg kg^{-1} , SA 430 mg kg^{-1} y SA 215 mg kg^{-1} de las plántulas del Cemsa $\frac{3}{4}$ en la etapa de invernadero CNIA-INTA, 2019-2020



Anexo 2. Croquis del ensayo, evaluación del uso de Micorrizas Arbusculares (HMA) y Rhizobium y de fertilizante marcado ^{15}N en el cultivo de plátano variedad CEMSA $\frac{3}{4}$ en CNIA-INTA, 2019-2020



Anexo 3. Preparación del sustrato con Compost y Lombrihumus mezclando de manera homogénea y aplicando PHYTON 24 SA



Anexo 4. Aplicación de la fertilización de fondo con fósforo y potasio (12-61-00) con ración de 5 g por planta



Anexo 5. Aplicación de inóculos micorrizicos y Rhizobium a las plántulas de plátano variedad CEMSA³⁴, aplicado entorno al sistema radicular de la plántula.



Anexo 6. Sistema de riego por goteo, con aplicación de una lámina de agua total de 2,500 mm en plántulas de plátano variedad CEMSA ¾ CNIA-INTA 2019-2020



Anexo 7. Medición de la variable altura, en plántulas de plátano variedad CEMSA ¾ CNIA-INTA 2019-2020



Anexo 8. Extracción de plántulas para medición del peso fresco de la biomasa área, variedad CEMSA ¾, CNIA-INTA 2019-2020



Anexo 9. Separación del pseudotallo y las raíces en plántulas de plátano variedad CEMSA ¾, CNIA-INTA 2019-2020



Anexo 10. Proceso de secado de las muestras del Pseudotallo, plántulas de plátano variedad CEMSA $\frac{3}{4}$, en horno de aire forzado a 65°C por 72 h



Anexo 11. Toma de peso seco de las muestras de plátano, variedad CEMSA $\frac{3}{4}$ CNIA-INTA 2019-2020



Anexo 12. Proceso de molienda de las plántulas de plátano, variedad CEMSA $\frac{3}{4}$ para su envío al laboratorio y análisis de ^{15}N .