

INSTITUTO NACIONAL DE CIENCIAS AGRÍCOLAS
Departamento de Biofertilizantes y Nutrición de las
plantas

ESTUDIO DE SUSTRATOS Y MICORRIZAS ARBUSCULARES
EN LA ADAPTACION DE VITROPLANTAS DE BANANO
(Musa spp)

Tesis en opción al grado académico de Maestro en
Ciencias en Nutrición de las Plantas y Biofertilizantes

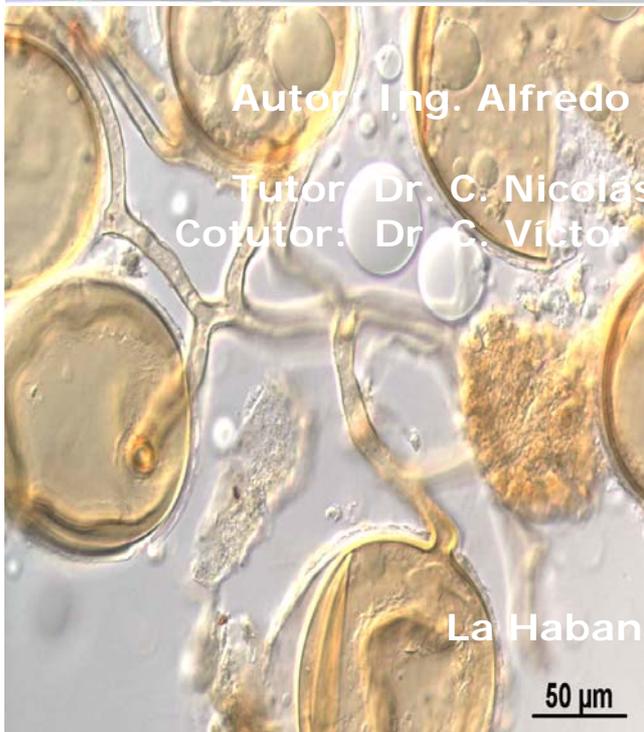
Autor: Ing. Alfredo A. Calderón Puig

Tutor: Dr. C. Nicolás Medina Basso

Cotutor: Dr. C. Víctor M. Paneque Pérez

La Habana, 2004

50 μm



*EL ESFUERZO DE LA CIENCIA Y LA TÉCNICA
REQUIERE DE UNA PREMISA POLÍTICA, QUE
ES LA VOLUNTAD DE LUCHAR Y VENCER.*

FIDEL CASTRO RUZ

DEDICATORIA

A mi madre Rafaela Puig Paneca.

A mi padre Adelfo Calderón González.

*A la memoria de Julio Puig Marín y María Paneca Naranjo mis
abuelos maternos.*

A la memoria de mi hermano Dagoberto y mi tío Rosendo.

A la memoria de Amelia Ortiz.

A mis hermanos Lino, Daniel y Eleno.

A mis hijos Yordanka y Yarslei.

A mi nieto Lázaro Kenny.

A mi esposa María Elena.

A todos mis compañeros y amigos.

Agradecimientos

A la clase Obrera y a la Revolución Socialista por colocarme en las sendas del estudio y del saber.

A la memoria de mis abuelos y a mis tíos que me inculcaron el amor por el estudio.

A mis padres por su apoyo incondicional y exigencia en el hábito del estudio y de la superación.

A mi esposa por su atención y colaboración en la crianza de nuestros hijos.

A mis hijos sobre los que ha recaído todo este sacrificio.

A mi tutor Dr. C. Nicolás Medina Basso por servirme de guía en el desarrollo del trabajo y por sus útiles sugerencias en todas las fases de éste.

A mi cotutor Dr. C. Víctor M. Paneque Pérez por su incondicional ayuda, sus certeras recomendaciones y su sistemático apoyo en la conducción del trabajo.

A los profesores que formaron parte de la edición de esta maestría por sus profundos conocimientos transmitidos.

A todos los compañeros del departamento de Biofertilizantes y Nutrición de las Plantas, y especialmente a Janette Portelles, Domingo Suárez, Julio C. Morales, Hilda Bompío, Juan M. Calaña, Juvenal Luis, Herminio Acosta, Carlos J. García, Julio Calvo, Yunieski Pérez, Maida Calderón, Luis R. Fundora, Laura Medina, Aída Medina, Ivón Varona, Aracelys Mena y Magalis Díaz.

A la ingeniera Raquel Sosa Pérez y a la dirección de la Biofábrica de La Habana, por haber brindado la posibilidad de desarrollar en sus áreas este trabajo y por su apoyo a la tarea de validación del EcoMi®.

A mi amigo Dr. C. Alberto Caballero quien ha sido mi principal maestro en los conocimientos de Estadística, Diseño Experimental y Computación.

Al Dr. C. Manuel Riera y al Dr. C. Lázaro Pulido, así como al Dr. C. Adriano Cabrera por sus asesorías para la elaboración del trabajo. Y también al Dr. C. Félix Fernández por ofrecer una constante actualización de los conocimientos sobre microorganismos del suelo y en especial sobre Micorrizas.

RESUMEN

El trabajo se desarrolló en La Biofábrica de La Habana, en San José de las Lajas, contó de 8 experimentos desarrollados en diferentes fases y se utilizaron la Cachaza y Estiércol Vacuno como las fuentes orgánicas mezcladas con Suelo y Zeolita en diferentes proporciones para formar los sustratos.

Se usaron como material biológico vitroplantas de banano (*Musa spp*), Var. Gran enano y como material microbiológico las siguientes cepas de HMA certificadas: *Glomus fasciculatum*, *G. clarum*, *G. intrarradices* y *G. sp* y también la cepa *G. fasciculatum* como inóculo comercial.

Los diseños experimentales fueron de bloque al azar. La información fue sometida a análisis factorial a través del paquete estadístico STATGRAPICS Plus 4.1 para la determinación de los sustratos más eficientes y de varianza de clasificación doble para las asociaciones cepas-sustratos. Se realizaron comparación de medias a través del Test t de Student mediante el paquete START para determinar el sustrato más eficiente entre las mezclas de Cachaza y E. vacuno.

Los sustratos de mayor excelencia para la adaptación de vitroplantas lo constituyeron las mezclas de Cachaza-Suelo 3:1 y E. vacuno-Suelo 1:1, los que resultaron mejorados biológicamente cuando las plantas fueron inoculadas con HMA. Estos dos factores fueron decisivos para obtener una mayor calidad biológica, lo que redujo en más de un 30 % el período de adaptación de las posturas. La inoculación de las vitroplantas incrementó los contenidos de N, P y K en la parte aérea; así como los porcentajes de Masa seca y el Índice de eficiencia en la producción de superficie foliar.

Los análisis químicos e hidrofísicos de los portadores tanto orgánicos como mineralógicos, así como las mezclas empleadas como sustratos permitieron la caracterización agroquímica y destacó las propiedades hidrofísicas de estos.

En el estudio la cepa que mejor respondió con el sustrato Cachaza-Suelo 3:1 fue la *G. fasciculatum* tanto certificada como comercial y para E. Vacuno-Suelo 1:1 la *G. clarum*®, aunque se puede trabajar con la *G. fasciculatum* por lograr una buena eficiencia también con este medio de adaptación.

En los análisis económicos se pudo conocer el incremento considerable de la producción de posturas, lo que permitió ingresos de \$ 392224.71 para un año, representando una ganancia de \$ 122 955.70 más que la alcanzada por la anterior tecnología.

I. INTRODUCCION.

El mejoramiento de la producción agrícola y de la situación alimentaria y nutricional depende de los recursos: tierras, agua y energía; considerados generalmente como limitados, pese a las posibilidades de aumento de su disponibilidad. Este mejoramiento depende también de los recursos de origen biológicos renovables, tales como las plantas cultivadas, los animales domésticos, los microorganismos (Sasson, 1984) y la actividad antropológica (Febles, 1999), resultando que son innumerables las especies del reino vegetal que pueden intervenir en la alimentación humana y animal dentro de las cuales se pueden ubicar los bananos y los plátanos (Simmonds, 1973; Belalcázar, 1991).

Los cultivos del plátano y del banano constituyen un recurso alimenticio Mobambo et al. (1994) en correspondencia con esto Lescot (1997) subrayó que estos representan un alimento básico para las poblaciones de las zonas intertropicales húmedas. Por su parte Henríques *et al.* (1997) se refieren a que las naciones tropicales en desarrollo han intensificado su producción agrícola durante los últimos años. De aquí se impone la necesidad de mejorar sus rendimientos y calidad, mediante la generación y/o mejoramiento de tecnologías de producción de cultivos (Belalcázar, 1991).

Desde hace muchos años, varios sistemas de propagación de estos cultivares se vienen aplicando en todo el mundo, los que no aseguran una multiplicación acelerada y producciones de plantas resistentes a las más severas plagas y enfermedades que afectan estas especies (Orellana, 1994) por lo que en muchas unidades biotecnológicas, se vienen desarrollando desde hace algunos años métodos de generación "*in vitro*" de las Musáceas. La micropropagación "*in vitro*" surge como un método de multiplicación rápida, la cual requiere también de una fase llamada de adaptación (Escalant, 1994).

La micropropagación es una técnica que incrementa la reproducción de muchos cultivos principalmente de aquellos que se realizan por vía vegetativa (De la Noval *et al.*, 1997); después de la fase "*in vitro*" las vitroplantas requieren de una etapa de adaptación (*fase ex vitro*) antes de que se establezcan

definitivamente en el campo. Las especies vegetales del plátano y el banano muestran una elevada exigencia del medio para lograr posturas de alta calidad, pero sin embargo, los sistemas empleados en las Biofábricas poseen grandes dificultades con los sustratos que se emplean para la adaptación de las vitroplantas.

En el proceso de reproducción las plantas tienen que vencer diferentes fases y en el cambio de una fase a otra están sometidas a los estrés por las diferencias en las condiciones ambientales, Ortiz *et al.* (1998) expresaron que eso se debe a que sus órganos no están adaptados a las nuevas condiciones, por lo que necesitan responder con nuevas características morfológicas y fisiológicas.

En la última mitad del siglo que finalizó y comienzos de éste de una manera gradual y ascendente, se ha incrementado la utilización de microorganismos que viven en la zona rizosférica de diferentes cultivos como inoculantes microbianos, los que han mostrado capacidad y potencialidad para influir positivamente sobre el crecimiento y desarrollo de las plantas, y sobre sus rendimientos. Algunos investigadores han ensayado el empleo de determinados microorganismos como biofertilizantes en la etapa de adaptación de las vitroplantas (Alonso *et al.*, 1995; Ruiz, 1997; De la Noval *et al.*, 1997) para mejorar las condiciones biológicas de los sustratos.

El uso de un sustrato puro empleado en la tecnología tradicional de la Biofábrica de la Habana presentó las siguientes consecuencias negativas: un bajo porcentaje de supervivencia, baja calidad biológicas de las posturas (clorosis) y una prolongación de la fase de adaptación, y considerando además; que los resultados de las investigaciones, en el campo de los inoculantes microbiológicos han encontrado la perspectiva de una aplicación generalizada en diferentes sistemas agrícolas, nos propusimos definir los principales aspectos técnicos que la tecnología actual debía resolver:

1. Evaluar las propiedades físicas de las fuentes y los sustratos formados para el estudio por las diferentes combinaciones de Abonos orgánicos, Suelo y Zeolita.

2. Valorar las propiedades químicas de las fuentes tanto orgánicas como mineralógicas y de los sustratos formados para estudiar la interacción Sustrato-HMA-Planta.
3. Estudiar la interacción Sustrato-HMA-Planta para las fuentes orgánicas Cachaza y Estiércol vacuno en diferentes combinaciones con el Suelo y la Zeolita, y determinar, cuales son los sustratos más adecuados para la adaptación de las vitroplantas de banano mediante la tecnología de cepellones.
4. Estudiar para las mejores mezclas de sustratos el comportamiento de cuatro cepas certificadas y una comercial de HMA del género *Glomus*, para mejorar las condiciones biológicas de los sustratos.
5. Determinar los beneficios económicos generados, con la introducción de las modificaciones en la tecnología para producir posturas de banano.

II. REVISION BIBLIOGRAFICA.

2.1. EL CULTIVO DEL BANANO Y DEL PLATANO.

2.1.1. GENERALIDADES. Los bananos son grandes hierbas que alcanzan los 6 m de altura y cuyas vainas foliares forman unseudotallo hueco. Esta morfología es similar a la de las hierbas y, como característica de las plantas, el tallo florífero se alarga rápidamente y crece fuera de las vainas foliares huecas hasta la aparición de la inflorescencia (Berrié, 1997). Los bananos y plátanos representan el principal alimento para al menos 400 millones de personas. El banano se encuentra en cuarto lugar (después del arroz, leche y trigo) entre los cultivos alimenticios a nivel mundial, a pesar de ello, este cultivo es el menos investigado entre las principales fuentes de alimentos (Schoofs *et al.*, 1999). Alrededor del 10 % de más de 80 millones de toneladas producidas anualmente (Sharrock y Frison, 1998; FAO, 1999) se exportan y sirven como postre para muchos millones de personas.

2.1.2. ORIGEN Y DISTRIBUCION GEOGRAFICA. En el caso del origen de la planta de plátano, al igual de lo ocurrido con otras especies cultivadas, es poco lo que se conoce al respecto. Se ha considerado a la península Malaya como probable centro de origen, tanto de *Musa balbisiana* como de *Musa acuminata* cuyos cruzamientos dieron origen a todas las variedades comestibles conocidas en América (Cuba. INRA, 1968). Originario del sureste asiático, el banano se extiende actualmente por la zona intertropical; en África y América (Horry *et al.*, 1999). Las mutaciones somáticas han introducido una importante biodiversidad genética y fenotípica en todas las zonas geográficas. Se han emprendido programas para la colecta y almacenamiento del genoma de diversas variedades de bananos de todo el mundo (América Latina y Caribe, África Central, África Oriental, África Occidental, Sureste Asiático y Pacífico) bajo la coordinación del INIBAP (Horry *et al.*, 1999).

2.1.3. TAXONOMIA Y CLASIFICACION. La planta de plátano al igual que la de banano es monocotiledónea, las que se han situado dentro del orden de las Escitamiéneas, el cual posee seis familias. De acuerdo con lo anterior, los

plátanos comestibles hacen parte de las Musáceas, dividida en tres subfamilias, una de las cuales es la Musoidea (Belalcázar, 1991). La subfamilia Musoidea está formada por dos géneros muy conocidos y difundidos por todo el mundo, como son: el Enseto y el Musa. Siendo este último el de mayor interés para el hombre (Belalcázar, 1991).

GENERO ENSETO. Son plantas muy parecidas a los verdaderos plátanos, particularmente por su follaje, pero no presentan ramificaciones del tallo subterráneo, por lo menos en condiciones naturales. La inserción de la bráctea y de las flores es común sobre el eje, mientras que en la Musa la separación es clara, desprendiéndose independientemente las brácteas y flores de la parte masculina de la inflorescencia (Champion, 1975).

GENERO MUSA. Este género es una hierba estolonífera perenne, cuyo tallo verdadero permanece corto hasta su diferenciación floral. Sus hojas, que son grandes y oblongas, poseen pseudo pecíolos largos, que se ensanchan en vainas cuyo conjunto forma el pseudo tallo. La inflorescencia puede ser péndula, semipéndula o erecta, con brácteas, generalmente deciduas, de superficie lisa o surcada, con voluta o más o menos imbricada en la bellota. Los cojines o nódulos florales compuestos por una o dos líneas de flores femeninas o hermafroditas en la parte basal y masculinas en la distal. El perianto está formado por dos tépalos, uno de ellos tubular con cinco lóbulos dentados en el ápice, dos de los cuales aparecen intercalados entre los otros tres y el segundo tépalo libre en forma de quilla y en posición opuesta al primero. Cinco estambres y ocasionalmente un sexto, pero de naturaleza rudimentaria. El ovario es ínfero, trilocular y multiovalado (Belalcázar, 1991). El fruto es carnoso, con semillas numerosas, excepción hecha de las formas partenocárpicas. Las semillas son irregularmente globosas, lenticulares o cilíndricas, con una cámara perispermática sobre el endosperma.

El género está constituido por dos grupos con dos series o secciones cada uno. Para algunos investigadores las mismas están formadas por seis especies. Sin embargo, bien sea que la sección está conformada por especies o no, dentro de las cuales, las denominadas como *Musa acuminata* Colla y *Musa balbiseana*

Colla, son las de mayor interés y preponderancia (Belalcázar, 1991; Horry *et al.*, 1999).

El estudio de la botánica y la genética del plátano y el banano ha progresado grandemente desde hace poco más de 50 años pero ninguna clasificación puede ser definitiva (Simmonds, 1973; Belalcázar, 1991). Aunque los autores coinciden con la clasificación siguiente:

Los *Musa acuminata* Colla son plantas más bien delgadas, cuyos pseudo tallos no suelen exceder una altura de 3-4 metros, formando manojos espesos apelmazados y dando frutos con semillas visibles.

Los *Musa balbisiana* Colla es un plátano más vigoroso, con un falso tronco más claro, más espeso o compacto y de mayor tamaño. El racimo pende verticalmente y sus frutos son cortos, abultados y pocos erectos. Esta especie presenta pocas variaciones.

2.1.4. CARACTERES BOTÁNICOS. Es una planta herbácea. Para su estudio botánico se divide en: raíces, tallos, hojas, flores y frutos (Champion, 1975).

RAICES. Son adventicias, blancas y carnosas en un principio volviéndose suberosas con el tiempo. Las raíces que parten de la base del tallo subterráneo tienden a crecer verticalmente profundizando hasta dos metros en el suelo, sirven de anclaje y son las menos numerosas (10 %). Mientras que aquellas que surgen de la región superior del mismo, crecen horizontalmente, extendiéndose lateralmente hasta 4-5 metros de la planta, encontrándose la mayor parte de las mismas en los primeros 15 cm de suelo y siendo las de alimentación propiamente (60 %), entre ambos existen raíces de crecimiento intermedio (30 %).

TALLO SUBTERRANEO: A éste le denominaremos “cormo” por presentar poco crecimiento horizontal, tendiendo a formar cada vez nuevos brotes o hijos los cuales progresivamente nacen más cerca de la superficie del suelo, característica que es necesaria tener en cuenta para colocar el propágulo profundo en el momento de la plantación (Cuba. INRA, 1968). En el ápice se encuentra el punto vegetativo (meristemo apical) rodeado por las bases de las hojas diferenciadas (Belalcázar, 1991).

TALLO AEREO: Sirve únicamente de conexión entre el racimo y el resto de la planta (Champion, 1975).

HOJAS. Según Champion (1975) la hoja del plátano consta de las siguientes partes:

a) Vaina; La unión estrecha de las mismas da lugar al seudotallo o falso tallo, el cual funcionalmente constituye el “tronco” de la planta.

b) Pecíolo: Es el estrechamiento de la vaina que une a ésta con el limbo.

c) Limbo: Es lo que comúnmente llamamos hoja. Está compuesta por dos láminas separadas por el nervio central, a los lados del cual existen bandas amarillentas llamadas “pulvinares” los cuales permiten el movimiento de aquellos por la influencia de agentes exteriores. **Los estomas** están presentes en ambas superficies del limbo. Champion (1975) considera la **nerviación central como la prolongación sin transiciones del pecíolo**, Sin embargo, Belalcázar (1991) la valora como un sistema foliar donde incluye: el apéndice, el limbo, el pseudo pecíolo y la vaina, y plantea que la nervadura central considerada por él dentro del limbo, tiene la función además de transportar fotoasimilados y dar soporte a los dos semilimbos.

d) Apéndice precursor: situado en el ápice del limbo, constituye su extremo alargado, que se seca, considerándosele como rudimentario.

FLORES. Todas las flores que presenta la inflorescencia (guacamaya, teta, pámpana) del plátano son hermafroditas, se denominan en la práctica como femeninas las flores superiores en el racimo (aquellas que producen frutos comestibles), siendo las inferiores las masculinas y las de la región central hermafroditas (Champion, 1975).

FRUTOS. En los clones cultivados no ocurre la polinización, ni es necesario la misma para el desarrollo del fruto, o sea, no tiene que unirse el elemento masculino al femenino para que de aquí surja el fruto, simplemente las paredes del ovario sin presencia de elemento masculino alguno, comienzan a engrosarse dando lugar al fruto. Este fenómeno se conoce con el nombre “Parteno génesis” diciéndose en el caso del plátano que sus frutos son “partenos genéticos”, de ahí la no existencia de semillas en los mismos (Champion, 1975; Belalcázar, 1991).

2.1.5. PROPAGACION DE PLANTAS. La propagación clonal de cultivares del género Musa por “vástagos” o “candeleros”, el método tradicional empleado, está seriamente limitada por su baja tasa de multiplicación (5-10 hijos por año), varios investigadores intentaron remediar el problema incrementando el número de yemas adventicias y vástagos producidos desde el cormo (Orellana, 1994).

2.1.5.1. LA MICROPROPAGACION. “*In vitro*” es un método moderno utilizado para producir posturas o plántulas, es un proceso biológico que se basa en la propagación clonal en condiciones controladas y de total asepsia empleando medios de cultivos artificiales, con el objetivo de obtener un elevado coeficiente de multiplicación y plantas libres de enfermedades (Georg, 1996).

Este método brinda la posibilidad de emplear ápices, brotes adventicios, células y embriones para el mejoramiento por mutaciones (Escalant *et al.*, 1994). Perea (1995) también destacó la importancia de los métodos biotecnológicos para la reproducción del banano y el plátano. Muñoz y Vargas (1996) utilizando normalmente para el cultivo “*in vitro*” del banano, probaron el método de “multiplicación rápida” en el plátano, cultivar “Curaré.

2.1.5.2. ETAPAS DE LA MICROPROPAGACIÓN “in vitro.”

- Preparación y esterilización de los medios de cultivos. En ella, se garantiza al área aséptica, todos los medios de cultivo, instrumental y recipientes necesarios para poder realizar el cultivo “*in vitro*” en óptimas condiciones.
- Propagación “*in vitro*”. Esta etapa comprende cinco fases:

Fase 0: Fase Preparativa. Se seleccionan las cepas de plátano en el campo en base a las características fenotípicas de cada clón, se extraen las yemas y se plantan en suelo desinfectado, después que han adquirido el tamaño determinado se hace el lavado previo y la desinfección química. Las poblaciones derivadas de plantas originales que mantengan alta estabilidad para los caracteres evaluados serán el material original para los bancos de plantas “madres” de las Biofábricas del país (Orellana, 1994; Cuba. MINAGRI, 1997).

Fase I: Iniciación o Establecimiento del cultivo “*in vitro*”. En esta etapa, se implantaron los ápices en medios de cultivos con hormonas y nutrientes que logren el establecimiento de las vitroplantas, con vistas a obtener vitroplantas con alta calidad genética y fitosanitaria. En esta fase, se debe realizar un riguroso control sanitario mediante técnicas precisas de diagnóstico para virosis (Orellana, 1994).

Fase II: multiplicación. Se logra el ahijamiento de los ápices en base a las yemas axilares hasta alcanzar unas 10000 vitroplantas de cada ápice (Orellana, 1994).

Fase III: enraizamiento. Es la última fase “*in vitro*”, la cual debe garantizar el enraizamiento de los explantes con adecuado desarrollo foliar, para pasar a la fase de adaptación (Orellana, 1994).

Fase IV: adaptación (fase *ex vitro*). Esta fase también nombrada de endurecimiento de las plantas (Orellana, 1994), se caracteriza porque después de la fase “*in vitro*” las vitroplantas pasan a una fase de adaptación a través de cepellones o bolsas, donde deben ser capaces de vencer los estrés del medio ambiente mediante un cambio en la fisiología de sus órganos. Orellana (1994) señaló que las plantas procedentes de cultivos de tejido “*in vitro*” requieren de un período de aclimatación antes de su transferencia al campo. Esta aclimatación consiste en un período de destete (de alrededor de seis semanas) en un ambiente protegido, hasta que las plantas alcancen una altura de 10 cm (Foto No 1).

2.1.6. ECOFISIOLOGIA DEL CULTIVO. Las condiciones climáticas, la naturaleza de los suelos, la topografía y el parasitismo son factores que hay que tener en

cuenta tanto para la elección del sistema de cultivo como para la definición de los acondicionamientos que haya que realizar y los procedimientos técnicos a seguir para crear una plantación de banano (Lassoudière, 1997).

2.2. LOS HONGOS MICORRIZICOS ARBUSCULARES (HMA).

2.2.1. CONCEPTO, CLASIFICACION Y DISTRIBUCION DE LOS HMA.

El vocablo Micorriza según Plenchette (1982), lo utilizó por vez primera el botánico de origen alemán Albert Bernard Frank (1885) para designar la asociación de hifas a los órganos subterráneos de las plantas superiores; etimológicamente la palabra se ha formado del término griego “Mycos” (hongo) y del vocablo latino “Rhiza” (raíz) descrito por Villaseñor et al. (1998). Este concepto también fue reafirmado por Encina y Barceló (2001).

El sistema tradicional de clasificación de las Micorrizas se basa en criterios morfológicos que definen dos categorías básicas: ectomicorrizas y endomicorrizas, a los cuales algunos autores añaden una tercera categoría las ectendomicorrizas (Guerrero, 1996; Juárez y Sánchez, 1996).

Las endomicorrizas o Micorrizas vesículo-arbusculares se conocen desde el siglo antepasado, pero a pesar del interés ecológico que se derivan de su casi omnipresencia, no se les prestó demasiada atención. En los últimos años, y ante la evidencia de la repercusión de esta simbiosis en nutrición vegetal, se inició un movimiento de investigación cada vez más intenso sobre el tema (Azcón *et al.*, 1980).

Sin embargo, Rodríguez *et al.* (2000) se refieren a que la caracterización clásica de los Hongos Micorrizógenos Arbusculares (HMA) es muy compleja, dada la variabilidad morfogenética y la poca confiabilidad en las características visuales de los mismos. En los últimos años se han logrado avances en la caracterización bioquímica de los HMA, a partir del estudio de las isoenzimas relacionadas con la interacción planta-hongo.

Desde el punto de vista de la microbiología del suelo, las más interesantes son las Micorrizas endotróficas vesículo-arbusculares (VA), debido a su gran difusión y acción beneficiosa para las plantas. El 96 % de las especies vegetales en la corteza terrestre forman este tipo de asociaciones (Juárez y Sánchez, 1996).

En los ecosistemas naturales, la mayoría de las plantas están micorrizadas; se estima que un 83 % de las dicotiledóneas, un 79 % de las monocotiledóneas y todas las gimnospermas (Wilcox, 1991) citado por Juárez y Sánchez (1996), aunque algunas especies sean más susceptibles a la colonización que otras, lo que incluso puede variar dentro de la misma especie. A partir de estos datos se puede inferir una conducta generalizada hacia la existencia de la micorrización arbuscular, lo que se ha corroborado en el grueso de las especies de importancia económica.

Los HMA son encontrados naturalmente en todos los ecosistemas terrestres, reportándose que aproximadamente el 95 % de todas las especies del reino vegetal son micotróficas (Sieverding, 1991). Sin embargo, Trappe (1987) después de haber consultado más de 3000 publicaciones y reportes, consideró que en las especies vegetales tropicales sólo el 13 % no forman Micorrizas, el 70,9 %, forman Micorrizas con HMA y el 15,7 % la forman con otros grupos no arbusculares. Herrera (1991) reportó la presencia de Micorrizas Arbusculares en bosques tropicales.

De acuerdo con Gerdemann (1975), con la excepción de las familias básicamente ectomicorrízicas (pinaceae, betulaceae y fagaceae), las que forman endomicorrizas con hongos perfectos (orquidaceae y ericaceae) y unas pocas familias que han sido reportadas como no micorrízicas (chenopodiaceae, cruciferaeae, fumariaceae, cyperaceae, commelinaceae).

Por su parte Primavesi (1990) señaló que existen unas pocas familias de plantas que no forman usualmente micorrizas, debido a la existencia de posibles compuestos fungitóxicos en los tejidos de sus raíces, entre otras causas.

Las Micorrizas Vesículo Arbusculares se han venido clasificando en base a su estructura y morfología:

Read (1983, 1984) citado por Juárez y Sánchez (1996) indican que cada tipo de Micorriza está asociado fundamentalmente a unas condiciones del suelo:

MVA.- Predominan en suelos cálidos y secos (prados, bosques de frondosas y algunas comunidades de dunas) con alta alteración del material orgánico.

ERICACEAS.- Se hallan en el lado opuesto, suelos fríos y húmedos (cabeceras, zonas de taiga y comunidades alpinas) en las que están inhibidos los procesos de descomposición y mineralización de la materia orgánica.

ECTOMICORRIZAS.- Ocupan la zona boreal y los bosques templados con niveles intermedios de humedad del suelo, y un amplio rango en cuanto a los niveles de descomposición y mineralización de los materiales orgánicos.

2.2.2. INFLUENCIA DE LAS MICORRIZAS ARBUSCULARES EN LA

NUTRICION VEGETAL. El papel de las Micorrizas en la absorción de nutrientes es muy complejo, pudiendo ser resultado de varios posibles mecanismos planteados por Siqueira y Franco (1988) y Bolan (1991) como son:

- Aumento en la superficie de absorción y exploración del suelo (efecto físico).
- Aumento de la capacidad absorptiva de la raíz (efecto fisiológico).
- Modificaciones morfológicas y fisiológicas en las raíces micorrizadas en relación con las no micorrizadas.
- Absorción de nutrientes disponibles no accesibles a raíces, no micorrizadas, directamente por las hifas o indirectamente a través del desarrollo de las raíces.
- Utilización de formas no disponibles para las raíces no micorrizadas a través de la solubilización y mineralización.
- Almacenamiento temporal de nutrientes en la biomasa fúngica o en las raíces evitando su inmovilización química y biológica o su lixiviación.
- Establecimiento de microorganismos mineralizadores, solubilizadores de nutrientes y diazotróficos en la micorrizosfera.

- Amortiguación o amenización de los efectos adversos de pH, metales pesados, salinidad, estrés hídrico y ataque de patógenos del sistema radical, sobre la absorción de nutrientes.

2.2.3. FACTORES QUE INFLUYEN SOBRE LA MICORRIZACION. Existen una serie de factores ecológicos que influyen sobre la mayor o menor micorrización de las plantas. Consideremos algunos de ellos, tanto la falta de luz como las bajas temperaturas reducen la colonización y la producción de esporas. Por otra parte, el hongo se abastece de carbohidratos procedentes de la fotosíntesis de la planta huésped, factores como la intensidad luminosa, la temperatura, la concentración de CO₂ y otras que afectan la actividad fotosintética o distribución del carbono en la planta pueden perjudicar el desarrollo y funcionamiento de los HMA (Juárez y Sánchez, 1996).

La colonización de las plantas por estos hongos disminuye, en general, con el aumento de la fertilidad del suelo, teniendo especial incidencia los nutrientes Fósforo y Nitrógeno. Sin embargo, hay hongos MA adaptados a niveles altos de fertilidad del suelo (Mosse *et al.*, 1981).

Los contenidos de Materia Orgánica, principalmente por alterar otras propiedades fisicoquímicas del suelo, tienen una notable influencia en el funcionamiento de las Micorrizas VA (Juárez y Sánchez, 1996). El efecto del pH parece depender de la especie de Micorriza VA en estudio. Algunas están restringidas a suelos ácidos, otras lo están a alcalinos, mientras algunas se encuentran en ambos (Robson *et al.*, 1989) citados por Guerrero (1996).

El laboreo poco profundo y los abonados leves favorecen el establecimiento de las Micorrizas, en tanto que el abonado pesado, el monocultivo con plantas anuales y el uso indiscriminado de plaguicidas y fertilizantes reducen las incidencias de Micorrizas.

Se conoce que la mezcla de *Azospirillum* con otros microorganismos como *Rhizobium* y Micorrizas es aconsejable ya que el efecto primario de unos complementa el comportamiento de otros, influenciando sobre el incremento del desarrollo y crecimiento de las raíces (mayor área superficial, más pelos radicales,

incremento de las secreciones o exudados), se incrementa la posibilidad de colonización sucesivas por mejores condiciones en una vía sinérgica, encaminándose la coinoculación a ser la vía más promisoría (Bashan, 1993; FAO, 1995). Las Micorrizas y las Rizobacterias no sustituyen totalmente a los fertilizantes químicos, sino que deben hacerse aportaciones de ambos tipos de fertilizantes: biológicos y químicos.

Las características físicas, químicas y biológicas del suelo, ejercen gran influencia sobre el hongo y la planta (Siqueira y Franco, 1988).

Las Micorrizas son influenciadas por factores inherentes a la planta, al hongo y al medio ambiente (suelo y clima), que actúan sobre los propágulos o sobre las diferentes fases de la simbiosis, ejerciendo gran influencia sobre la formación, el funcionamiento y las relaciones ecológicas de esas asociaciones (Siqueira, y Franco, 1988; Juárez y Sánchez, 1996).

Los factores del suelo que actúan tanto en la formación como en el funcionamiento y establecimiento de la simbiosis son: disponibilidad de nutrientes, reacción del suelo, concentración de elementos metabólicos, humedad, aireación y textura del suelo, microbiota y fauna, temperatura y sistema de manejo (Siqueira y Franco, 1988). Los factores relacionados con la planta como especies, variedades y cultivares, estado nutricional, edad, presencia de compuestos fungistáticos o alelopáticos, poda, aplicación de fitohormonas y otros, ejercen gran influencia sobre la micorrización.

2.2.4. INTERES AGRONÓMICO DE LAS MICORRIZAS ARBUSCULARES. El interés agronómico en general con respecto a las Micorrizas Arbusculares, estriba en la capacidad de las hifas externas de las raíces colonizadas para absorber nutrientes del suelo y traslocar estos a la parte aérea de las plantas, promoviendo un mayor desarrollo de las mismas (Botello y Ferrera-Cerrato, 1987; Bertha *et al.*, 1990); así como, la acción indirecta en la fijación biológica de Nitrógeno, mineralización y/o solubilización de nutrientes de la rizosfera y el aumento de la eficiencia en la traslocación y el uso de los nutrientes absorbidos por la planta (Bolan, 1991; Izquierdo *et al.*, 1994).

Estos hongos tienen la capacidad de incrementar el crecimiento de las plantas, ya que estimulan la captación de Fósforo soluble del suelo, siendo en suelos pobres en Fósforo asimilable donde desarrollan prioritariamente su acción. De ahí, su gran interés para la agricultura, ya que la mayoría de los suelos de cultivo tienen un contenido bajo de fosfato disponible (Juárez y Sánchez, 1996).

El interés por las asociaciones micorrízicas de las plantas tropicales según Guerrero (1996) empezó hace poco más de un siglo y cita lo siguiente:

1885 Frank. Acuñó el término “Micorriza” y se percató de que la asociación de un hongo y las raíces de un árbol ocurría en forma natural y que era una asociación no patogénica.

1949 Johnston. Examinó 93 especies incluyendo 13 arbóreas, y observó que 80, involucradas las especies arbóreas, tenían asociaciones micorrízicas endotróficas.

1985 Treub. Registró la asociación micorrízica vesículo-arbuscular en caña de azúcar en Java.

1986 Janse. Adelantó en Java el primer reconocimiento extensivo de la ocurrencia en plantas tropicales de la asociación micorrízica, registrada en 69 de las 75 especies examinadas. Estudió también la morfología del endófito.

Gradualmente, la evidencia experimental acumuló pruebas que indicaban que la asociación micorrízica tenía un profundo y a menudo benéfico efecto sobre el crecimiento de las plantas, hasta plantear, que determinadas condiciones de asociación micorrízica podrían ser esenciales para el crecimiento de las plantas, contribuyendo a esclarecer este panorama los trabajos de (Mosse, 1963; Gerdemann 1968; Harley, 1968; 1969) citados por Guerrero (1996).

2.2.5. PERSPECTIVAS DE MANEJO DE LAS MICORRIZAS ARBUSCULARES EN ECOSISTEMAS TROPICALES. Se puede prever que el manejo de la Micorriza será una práctica cada vez más utilizada en la medida en que se amplíe el conocimiento sobre la biología de los hongos simbioses y su comportamiento con diferentes hospederos, sustratos de crecimiento y condiciones ambientales para de esta manera, poder ofrecer tecnologías eficientes, masificables y comercialmente rentables (Guerrero, 1996).

Colombia se ha convertido en uno de los primeros países del trópico en estudiar ampliamente las posibilidades prácticas de las Micorrizas. Según Sieverding (1989) los rendimientos de la yuca se aumentaron en un 20 % a nivel de campo y la producción de la papa en un 15 %, sustituyendo parcialmente las altas aplicaciones de fertilizantes. El establecimiento y la productividad de pastizales se mejoraron gracias a la inoculación.

La aplicación de Micorrizas resulta de gran beneficio para el establecimiento de nuevas plantaciones, de las que se esperan altos y estables rendimientos (Cháves y Ferrera-Cerrato, 1990 y Williams *et al.*, 1992). Los HMA juegan un rol destacado sobre la planta huésped al modificar la arquitectura radical (Bertha *et al.*, 1990), contribuyendo a desarrollar un denso sistema de raíces (Saif, 1987; Gildon y Tenker, 1983) especializado para la absorción de los elementos nutritivos del suelo especialmente el Fósforo, la absorción de agua y la resistencia a enfermedades.

La inoculación de posturas con HMA en la fase de semilleros y viveros es una práctica conocida en varias especies vegetales como los cítricos (Agrotecnia LTDA, 1995) y el café (Fernández, 1999; Sánchez, 2001 y Joao, 2002), por lo que la misma se ha extendido a las plantas micropropagadas como: la uva (Lovato, Guillermin y Trouvelot, 1992), la piña (Guillermin, Gianninazzi y Trouvelot, 1992), el aguacate (Azcón-Aguilar *et al.*, 1992), la fresa y otras especies (Williams *et al.*, 1992). Pero son muy escasos los trabajos de investigación desarrollados con esta tecnología para lograr sustratos eficientes en la adaptación de las mencionadas especies. Por ello De la Noval *et al.* (1997), estudiaron en la propagación de vitroplantas de banano las combinaciones de sustratos, compuestos por una mezcla de Biotierra–Suelo y Estiércol Vacuno–Suelo, empleando también Micorrizas Arbusculares, como forma para mejorar las propiedades biológicas de los mismos.

Los hongos micorrizógenos se perfilan como un promisorio insumo biológico para la agricultura sostenible (Solórzano *et al.*, 2000) con el objetivo de establecer la importancia de las asociaciones en las raíces y tubérculos y su dependencia de factores tales como los HMA aplicados, tipos de suelos y

fertilidad de estos, dosis de fertilizantes (N, P, K), los cultivos estudiados y otros aspectos que ayudan a establecer su manejo, como la permanencia en el suelo de la capacidad infectiva de las inoculaciones de HMA previamente realizadas. La capacidad de micorrización efectiva del inóculo aplicado se mantuvo alrededor de 30 meses en un suelo pardo, en una rotación de tres cultivos (papa, boniato y yuca) en la que sólo se inoculó el primero. Por lo que el concepto de dosis óptima de fertilizantes e índices críticos de los elementos del suelo se vuelven dependientes de una micorrización eficiente.

En condiciones de campo sobre un suelo Ferralítico Rojo Compactado, Riera *et al.* (2000) encontraron una estrecha relación entre los parámetros relacionados con el funcionamiento de la simbiosis micorrízica y el estado de agregación del suelo, así como, el aprovechamiento del post efecto de la micorrización en la colonización de los cultivos sucesivos bajo las combinaciones de secuencias de cultivo y sistemas de biofertilizantes.

Rivera (2000) en los últimos años se multiplican los resultados acerca de la importancia de la simbiosis micorrízica en la mayoría de los cultivos económicos, no sólo en condiciones de bajos insumos sino de cultivos intensivos, en lo fundamental a través de incrementos en el aprovechamiento de los nutrientes y el agua con el desarrollo de nuevos productos como el EcoMic® (inoculante sólido a base de hongos micorrizógenos de alta pureza y estabilidad biológica), aplicable a cultivos de siembra directa mediante recubrimiento de la semilla, este producto microbiológico amplió sensiblemente el espectro de aplicación práctica de esta simbiosis. Teniendo en cuenta la importancia, resultados y factibilidad alcanzada, surge el concepto de sistemas agrícolas “micorrizados” que son aquellos donde, fundamentalmente a través de la inoculación de cepas eficientes de HMA, las plantas alcanzan una micorrización efectiva y en los cuales la unidad es la planta micorrizada, siendo necesario definir cuales son las condiciones que permite la máxima eficiencia del sistema.

Rivera *et al.* (2000) con el desarrollo exitoso del programa de investigación para el manejo de las asociaciones micorrízicas en la producción de posturas de

cafeto se vuelve una necesidad el establecimiento de indicadores del funcionamiento fúngico, que permite estimar la eficiencia simbiótica, así como establecer sus criterios de interpretación y conocer la influencia de diferentes factores sobre éstos. Se comparan en lo fundamental dos indicadores: el porcentaje de colonización (% Col.) y la masa del Endófito Arbuscular (EA). Concluyendo que éste se comportó como un indicador más adecuado de la eficiencia simbiótica que el % Col., ya que entre otras ventajas logra discernir entre infectividad y la intensidad y eficiencia de la micorrización.

Montilla *et al.* (2000) realizaron evaluaciones de fertilidad de suelos y midieron algunas variables micorrízicas, como el Micelio Externo Arbuscular (MEA), Endófito Arbuscular (EA), la relación MEA: EA y el número de esporas totales; además, se realizaron análisis de regresión entre algunas variables micorrízicas y elementos asimilables presentes en los suelos. Se discuten en el trabajo rangos funcionales de micorrización de acuerdo al tipo de suelo; se muestran relaciones muy estrechas entre el tipo de fertilidad y el funcionamiento micorrízico, así como, se evidencia que la distribución de las asociaciones micorrízicas depende en gran medida de la composición propia de la especie y tipo de suelo.

Llonín *et al.* (2000) indican que la inoculación con hongos MA influyó de manera positiva sobre los contenidos de nutrientes en la planta. La variable fúngica endófito arbuscular fue la que presentó los mayores coeficientes de determinación y, por tanto, la que mejor reflejó el comportamiento de los contenidos foliares de nutrientes en las plantas, lo que evidenció que los incrementos en los contenidos de N, P y K pueden ser explicados en gran medida por el eficiente funcionamiento de la simbiosis micorrízica en el incremento de la absorción de dichos nutrientes.

Reynaldo *et al.* (2000) señalaron que las hifas de los Hongos Micorrízicos Arbusculares (HMA) utilizan el N inorgánico del suelo de manera muy eficiente. Sin embargo, el mecanismo para su absorción y traslocación no está claro en todas las especies para las diferentes asociaciones. Los resultados hallados demostraron que las plantas micorrizadas presentan mayor acumulación foliar de los compuestos nitrogenados, así como una mayor actividad de las enzimas

y que los niveles de acumulación estuvieron influidos por las fuentes de N aplicado.

Mojena (2000) el empleo de los biofertilizantes en la agricultura cubana cobra cada día mayor importancia, debido a que estas alternativas pueden sustituir en gran medida a los fertilizantes químicos tan contaminantes del medio ambiente. Los resultados obtenidos muestran la factibilidad del empleo de los biofertilizantes, al encontrarse un incremento de los rendimientos entre un 2 % y un 38.66 % para el cultivo de la yuca, correspondiendo los mayores incrementos a la combinación *Intraradix Canadá* + *Bulkolderia cepacea* con 7.15 t.ha⁻¹ más que el testigo con fertilizante. El resto de las combinaciones para este ensayo no presentaron valores por encima del testigo. No obstante, se puso de manifiesto que se puede ahorrar el 100 % de la fertilización con los resultados alcanzados.

Calderón *et al.* (2000) micorrizando vitroplantas de banano observaron que las mayores alturas, la mayor producción de área foliar, la mayor acumulación de masa seca y los más altos valores para los parámetros fúngicos los alcanzaron los tratamientos inoculados, lo cual contribuyó a acortar el período de adaptación de las posturas.

Ruiz *et al.* (2000) inoculando con cepas de HMA los cultivos de papa, boniato, yuca, malanga y ñame en suelos bien diferentes: Ferralítico Rojo y Pardo con Carbonatos de baja, media y alta Capacidad de Intercambio Catiónico, lograron incrementos en la masa seca, en los rendimientos y extracción de nutrientes, que oscilaron de forma general entre 45 y 100 % con una alta especificidad suelo-cepa. Este tipo de inoculación fue realizada también por (Pérez *et al.*, 2000) en raíces y tubérculos.

Fernández (1997) plantea que los organismos que viven en la rizosfera, están representados por miembros de muchos grupos taxonómicos aerobios y anaerobios heterótrofos, desde bacterias, hongos e invertebrados hasta pequeños mamíferos; los cuales muestran un sin número de interacciones que varían desde mutuamente beneficiosos hasta perjudiciales.

Según Juárez y Sánchez (1996) los hongos VA ocupan una posición única, ya que se encuentran parcialmente dentro de la planta huésped. La parte interna del hongo no sufre competición, ni antagonismo por otros microorganismos, después de establecida la colonización y además, tiene asegurada una fuente de nutrientes a partir del huésped

Según Guerrero (1996) resulta manifiesto que el manejo de la Micorriza es coherente con modelos tecnológicos para una gestión sostenible de los suelos, como es el caso de la agricultura biológica, la agricultura orgánica, agro selvicultura, la rotación de cultivos, los cultivos múltiples y los sistemas integrales de recuperación de suelos degradados.

Declerch *et al.* (1995) inocularon siete cultivares de banano (*Musa acuminata*, grupo AAA) con dos especies de Micorriza Arbusculares y Vesiculares (VAM): *Glomus mosseae* y *G. macrocarpum*, en invernadero. Las plantas inoculadas acumularon una alta concentración de Fósforo y un importante peso de las raíces con respecto a las plantas de control. El cultivar “Williams” mostró la Dependencia Micorrízica Relativa (RMD) más grande y “Poyo” la más débil. La inoculación con *G. macrocarpum* provocó una gran RMD en todos los cultivares estudiados. El peso seco, la densidad y longitud de las raíces tienen una correlación inversa con los valores de la RMD de los cultivares.

De acuerdo con Sieverding (1989) la forma más segura de manejar las Micorrizas es mediante la inoculación de cultivos con hongos seleccionados a través de investigaciones ecofisiológicas, agronómicas y biotecnológicas para establecer aquellos que sobresalen por su efectividad en determinados tipos de suelos. El suelo con las raíces y estructura del hongo es el inóculo.

Según Burbano (1989) citado por Guerrero (1996) desde hace más de veinte años, el empleo de las MA se ha considerado como:

- Una posible alternativa para la reducción en el uso de insumos como los fertilizantes en la agricultura, en razón de sus efectos benéficos en el crecimiento de plantas de interés agrícola, hortícola, forestal y pastoril.
- Las plantas colonizadas por hongos MA pueden presentar diferencias en la concentración de N, P, K, Ca, Mg, Fe, Mn, Zn, Cu, B y Al.

■ Fundamentalmente los trabajos experimentales muestran que la absorción de P constituye el principal efecto positivo causado por las Micorrizas.

■ Desde luego que una contribución a la absorción de otros nutrientes como K, Zn y Cu, puede ser de gran importancia, cuando sus concentraciones son limitantes.

■ Las experiencias de inoculación de diferentes hongos VA han llevado a obtener incrementos que van de moderados a grandes, habiéndose hallado en muchos casos que los efectos benéficos del hongo pueden ser bastante acentuados.

Todas estas razones y el reconocimiento de técnicas biológicas en la nutrición de las plantas hacen evidentes el gran interés por usar las Micorrizas en los diversos sistemas de producción vegetal (Agricultura, Silvicultura, Fruticultura, Horticultura, Floricultura), así como en la revegetación de ecosistemas destruidos (Siquiera y Franco, 1988). La introducción de manera controlada de esta simbiosis contribuye a la conservación y establecimiento de los sistemas sostenibles (Sempere y Santamarina, 2001).

2.3. LOS SUSTRATOS.

2.3.1. DEFINICION DE SUSTRATOS. Ballester-Olmos (1992) y Abad (1995) definieron el término sustrato en horticultura como un medio físico natural o sintético, donde se desarrollan las raíces de las plantas que crecen en un recipiente, sea contenedor, saco, banqueta u otros, que tiene volumen limitado y su función más importante es proporcionar un medio ambiente ideal para el crecimiento de las raíces permitiendo el anclaje o soporte mecánico de las plantas. Se definen como todo material sólido distinto del suelo, natural o de síntesis, mineral u orgánico, que colocado en un contenedor, en forma pura o en mezcla, permite el anclaje del sistema radicular y puede o no intervenir en la nutrición vegetal (Carrión, 1998; Moreno *et al.*, 2002).

2.3.2. CLASIFICACION DE LOS SUSTRATOS. Los sustratos se clasifican en dos grupos: los químicamente inertes y los químicamente activos. Aquellos sustratos

que se utilizan como soporte de las plantas pero que sí intervienen en la nutrición de las mismas se consideran activos. Ejemplo: materiales orgánicos o de todo tipo, turbas y minerales activos como la Zeolita, muy utilizada en los zeopónicos y organopónicos (Carrión, 1998).

Aquellos sustratos que se utilizan solamente como soporte de las plantas y la nutrición se lleva a cabo por soluciones nutrientes se consideran inertes. Ejemplo de ellos: arena sílice, la lana de roca, gravilla, basáltica y otros, que se emplean en los cultivos protegidos (Cuba. MINAGRI, 1999).

El término sustrato según Arozarena (1999) comprende a un sin número de materiales que pueden ser tanto de naturaleza orgánica como mineral (aserrín o agrolita); de origen industrial o natural (*rock wool* o tezontle) y de condición inerte o activa (basalto o turba). Ejemplo de ello es la interesante clasificación de Burés (1997), que incluye como fuentes de sustratos, a quehaceres tan distintos como la explotación forestal, la construcción, la actividad agrícola y ganadera, la industria agroalimentaria, los núcleos urbanos, diversas labores industriales y la explotación minera.

Como sustrato se han utilizado numerosos materiales. Los de origen mineral como el tezontle, la grava, la arena, la agrolita y el basalto son los de uso más antiguo porque fueron los de mayor disponibilidad natural del recurso (Burés, 1997).

En cualquier caso, definir el uso de un material como sustrato, requiere que haya sido suficientemente estudiado, que su disponibilidad no sea estacional o limitada y que no resulte fitotóxico bajo las condiciones de explotación. También que sea uniforme y que permita un empleo estable, además de presentar propiedades físicas y químicas adecuadas al manejo agrícola. En ésta precisión conceptual, se inserta el zeopónico como variante agrotecnológica de la hidroponía o del cultivo sin suelo, en que se usa zeolita como sustrato (Arozarena, 1999).

2.3.3. REQUISITOS PARA SELECCIONAR LOS SUSTRATOS.

Según Martínez y García (1993) la elección de un material particular está determinada usualmente por:

- **Su suministro y homogeneidad.** Debe existir una abundante disponibilidad y alta homogeneidad, ya que un cambio en la calidad del

sustrato puede llegar a alterar el sistema completo, lo que puede ocasionar pérdidas graves en la producción.

- **Su costo.** El costo de los materiales es importante. Sin embargo, el costo del material no debe invalidar otros aspectos o factores, ya que el material elegido debe permitir alcanzar el objetivo propuesto con el mínimo de riesgo e inconvenientes.
- **Sus propiedades.** Las analogías y diferencias entre distintos materiales utilizados como sustratos pueden ser comprendidas más fácilmente si las características de los materiales se consideran agrupadas en propiedades físicas, químicas y biológicas.
- **La experiencia local en su utilización.** Existen diferencias marcadas entre zonas en aspectos tales como: estructuras de los invernaderos, condiciones climáticas, calidad de las aguas de riego, variedades y ciclos de cultivos entre otros, lo que obliga a adecuar los paquetes tecnológicos a las condiciones particulares.

2.3.4. CARACTERÍSTICAS Y PROPIEDADES DE LOS SUSTRATOS.

2.3.4.1. PROPIEDADES FÍSICAS. Las propiedades físicas de los medios de cultivo son de primerísima importancia (Abad, 1996; Carrión et al., 1999), lo que coincide con Orellana *et al.* (1999), estos investigadores afirman también que la mezcla utilizada como sustrato debe tener las condiciones físicas favorables al cultivo ya que el crecimiento y desarrollo óptimo de su sistema radical depende de la relación sólido-agua-aire que exista en él, y por ende, se refleja en la productividad potencial del vegetal.

Una vez que el medio esté en el contenedor y la planta esté creciendo en él, no es posible modificar prácticamente las características físicas básicas de dicho medio. Esto contrasta con las características químicas de los sustratos, que pueden ser modificadas mediante técnicas de cultivo apropiadas, realizadas por el propio agricultor (Peña, 2003). Las propiedades físicas del medio de cultivo son de vital importancia, ya que una vez establecidas, se convierten en irreversibles, por la imposibilidad de ser modificadas, al encontrarse las plantas establecidas en el mismo (Lara, 1999). Estas propiedades abarcan: elevada capacidad de agua

fácilmente disponible, suficiente suministro de aire, tamaño apropiado de las partículas, baja densidad aparente, elevada porosidad y estructura estable, que impedirá la contracción o dilatación.

2.3.4.1.1. Espacio poroso total. Es el volumen total del sustrato no ocupado por partículas orgánicas. Está conformado por microporos que son los que se vacían después del drenado. Carrión (1998) lo define como el volumen porcentual del sustrato no ocupado por sus propias partículas, estimándose como valor adecuado aquel que se encuentra alrededor del 70 % del volumen del sustrato.

El total de poros existentes en un sustrato contempla: poros capilares de pequeño tamaño (menor de 30 micras), que son los encargados de la retención del agua y los poros no capilares o macroporos, de mayor tamaño (mayor de 30 micras), que son los que se vacían después que el sustrato ha drenado, permitiendo así la aireación (Lara, 1999).

2.3.4.1.2. Capacidad de aireación. Es el porcentaje de volumen del sustrato que contiene aire después de que dicho medio ha sido saturado con agua y dejado drenar, usualmente a 10 cm de tensión. El nivel óptimo de la capacidad de aireación normalmente oscila entre el 20 y el 30 % en volumen (Abad *et al.*, 1993). En sustratos orgánicos se necesita el doble de oxígeno debido a la actividad metabólica de los microorganismos para su supervivencia.

2.3.4.1.3. Agua parcialmente disponible. Según Abad *et al.* (1993) es la diferencia entre la cantidad de agua retenida por el sustrato después de su saturación con el riego y posterior drenaje a una tensión mátrica de 10 cm y la cantidad de agua que se encuentra en dicho medio a una tensión de 50 cm. El valor óptimo oscila entre el 20 y el 30 % del volumen. Carrión (1998) afirma que es el agua que el sustrato retiene y que la planta succiona sin muchos esfuerzos.

2.3.4.1.4. Densidad aparente. Se titula como la masa seca del material sólido por unidad de volumen de medio húmedo, es decir, incluyendo el espacio poroso entre las partículas (Ballester-Olmos, 1993). La densidad aparente debe ser baja, teniendo en cuenta el anclaje de las plantas y el manejo y la manipulación para la transportación. La densidad aparente de los sustratos no debe superar los 0,4 g/cm³ bajo condiciones de cultivo protegido (Abad, 1996). Por otra parte, Orellana

et al. (2000), plantearon que la fase sólida del sustrato es una unidad de volumen total del sustrato que caracteriza la densidad del sustrato seco.

2.3.4.1.5. Granulometría. El tamaño de las partículas del sustrato, así como, las dimensiones de los poros que éstas determinan son dos características que van a condicionar el desarrollo de las plantas, puesto que la aireación radical y la retención de agua van a estar en función de aquellas (Abad, 1995). Los microporos retienen el agua de dos formas: la no alcanzable por la planta y la utilizada por ésta.

Paneque y Bertolí (1998) señalan la importancia de que cada sustrato tenga una composición uniforme y homogénea, ya que son compuestos integrales que tienen sus características propias, las cuales dependen de la naturaleza de los materiales que la constituyen y de la forma en que fueron mezclados para obtenerlos.

Los productos que se han estudiado como materiales a utilizar en la preparación de sustratos artificiales, nunca se emplean solos, salvo para casos muy específicos como son los cultivos hidropónicos y los bancos de enraizamiento de esquejes, más bien se prefieren mezclarlos cuya composición debe ser la idónea para las necesidades del cultivo (Serrano, 1990; Moreno *et al.*, 2002; Paneque y Calaña, 2004).

2.3.4.2. PROPIEDADES QUÍMICAS. Las propiedades químicas de los sustratos son de gran importancia porque caracterizan las transferencias de materias entre el sustrato y la solución del mismo. Estas transferencias son reacciones de disolución e hidrólisis de los constituyentes minerales (químicas), reacciones de intercambio de iones (físico-químicas) y reacciones de biodegradación de la Materia Orgánica (bioquímicas) de acuerdo con Abad (1995) y comprenden un suficiente nivel de nutrientes, una elevada capacidad tampón, capacidad para mantener el pH, así como una baja velocidad de descomposición, aunque existen sustratos químicamente inertes (Carrión, 1998).

2.3.4.2.1. El pH. Esta condición del sustrato es muy importante porque es un factor que determina la disponibilidad de nutrientes, la Capacidad de Intercambio Catiónico y la actividad biológica en el medio. La mayoría de los elementos están disponibles para ser absorbidos por las raíces a pH entre 5-6 (Carrión, 1998), por

su parte otros autores plantean el nivel del óptimo entre 5,5 a 7,5 (Ballester-Olmos, 1992) y Escudero (1993) citado por Lara (1999).

2.3.4.2.2. Disponibilidad de nutrientes. Los contenidos de nutrientes asimilables de los sustratos difieren de un tipo a otro, unos poseen un nivel bajo y por su parte otros presentan elevados niveles, estando esta propiedad en función del material de origen (Carrión, 1999).

2.3.4.2.3. Capacidad de Intercambio Catiónico. Se define como la suma de los cationes cambiables que son adsorbidos por el sustrato. Los cationes quedan así retenidos frente al efecto de lavado del agua y quedan usualmente disponibles para la planta. Se considera conveniente un valor superior a 20 cmol. kg⁻¹ (Abad *et al.*, 1993).

2.3.4.2.4. Relación C/N. Es una de las características más importantes de un abono orgánico, se emplea tradicionalmente como un parámetro de origen de los materiales orgánicos en su descomposición, de su madurez, estabilidad y capacidad para el suministro de nitrógeno a las plantas. Según Paneque y Calaña (2004) de su valor depende:

- El aprovechamiento del Carbono de la Materia Orgánica y su conversión en humus del suelo.
- Sus propiedades físicas, químicas y biológicas.
- Si la relación C/N del abono orgánico es menor de 17:1 entonces el tiempo de descomposición es de 1 a 2 semanas y se produce mineralización del nitrógeno. Las plantas se benefician de esa descomposición.
- Si la relación C/N es mayor de 33:1 el tiempo de descomposición es de 4 a 8 semanas y en esas condiciones se produce inmovilización del Nitrógeno.
- Si la relación C/N es de 17:1 a 33:1 el tiempo de descomposición es de 2 a 4 semanas. En este caso la mineralización del Nitrógeno es igual a la inmovilización.

La relación C/N se usa tradicionalmente como un índice del origen de la Materia Orgánica, de su madurez y estabilidad. Una relación C/N inferior a 40 es considerada como óptima para el cultivo en sustrato y es un índice de un material orgánico maduro y estable, Abad (1996). Por otro lado, Burés (1997)

plantea que la relación C/N en general varía entre 5 y 30 para un material compostado y una relación C/N inferior a 20 se puede tomar como indicadora de madurez y estabilidad de los sustratos orgánicos.

Una relación C/N inferior a 20 es considerada como óptima para el cultivo en sustrato y un indicador del material orgánico maduro y estable (Abad et al., 1993; Carrión, 1998; Paneque y Bertolí, 1998).

2.3.4.2.5. Salinidad, Conductividad Eléctrica (C. E) y Presión Osmótica (P. O). La salinidad es la concentración de sales solubles presentes en la solución del sustrato y que no están adsorbidas por el complejo de intercambio de éste. El valor de la (C. E.) constituye un buen indicador de la salinidad de un sustrato, y depende de la concentración de iones en la disolución y de la temperatura, no influyendo en ella la urea ni otros compuestos orgánicos que no se ionizan (Abad, 1995). La presión osmótica (P. O.) es muy importante para la absorción de agua por las plantas y depende de la cantidad de sólidos disueltos en la solución del medio, estando influenciada por la urea y otros compuestos orgánicos que no alteran la (C. E.), debiendo mantenerse en un rango entre 0,5 y 2,0 atmósferas al 50 % de humedad (Abad, 1995).

2.3.4.3. PROPIEDADES BIOLÓGICAS. Todos los sustratos orgánicos, incluso los relativamente estables, son susceptibles a la degradación biológica continua, viéndose favorecida esta situación por las condiciones ambientales que prevalecen en los invernaderos. Muchos de los efectos biológicos de los sustratos orgánicos son directamente atribuibles a los ácidos húmicos y fúlvicos, que son productos de la degradación biológica de la lignina y la hemicelulosa. Una gran variedad de funciones fisiológicas, tanto a nivel de célula como de órganos, son afectados positivamente por estos ácidos (Viser, 1986; Chen y Stevenson, 1986) citados por Lara (1999).

2.3.4.3.1. INTERACCIONES BIOLÓGICAS. Según Kolmans y Vázquez (1999) la actividad del edafón y el papel de la Materia Orgánica como fuente de nutrientes son ya bastante reconocidos. En el ciclo medio ambiente-planta-medio ambiente hay un complejo de interacciones que influyen en el desarrollo y calidad de las plantas. La rizosfera es el espacio alrededor de la raíz donde tiene lugar una vida

microbiana más activa. Cada una de las diferentes especies de plantas favorecen el desarrollo de un tipo específico de vida y las raíces de las plantas también tienen una población particular de microorganismos con la que interactúa.

2.3.4.4. IMPORTANCIA DE LA MATERIA ORGÁNICA. Según Pomares (1996), la aplicación de Materia Orgánica de forma sistemática al suelo es de trascendental importancia para mejorar las propiedades físicas, químicas y biológicas del suelo (Labrador *et al.*, 1993). Por otra parte Souza (1999), destaca los efectos benéficos que la materia orgánica provoca en la estructura química, física y biológica de nuestros suelos tropicales y define esa práctica como fundamental, para buscar la sustentabilidad agrícola de nuestros sistemas productivos.

La influencia favorable de la Materia Orgánica en los suelos ha sido reconocida desde la antigüedad y aún en nuestro siglo no ha perdido vigencia este concepto, baste decir, que por su influencia sobre las propiedades químicas, físicas y biológicas del suelo, se considera su presencia factor distintivo entre un suelo y la corteza mineral (Ortega, 1985).

Según Martínez *et al.* (2001), las acciones más importantes de la Materia Orgánica sobre las propiedades de los suelos son:

2.3.4.4.1. Influencia sobre las propiedades físicas:

- Produce agregación en los suelos mejorando su estructura.
- Proporciona porosidad en los suelos arcillosos.
- Aumenta la permeabilidad del suelo.
- Aumenta la capacidad de retención de humedad del suelo.

2.3.4.4.2. Influencia sobre las propiedades químicas:

- Aumenta la Capacidad de Intercambio Catiónico.
- Transporta micro y macroelementos hasta las raíces de las plantas.
- Retiene y facilita la absorción de nutrientes por las plantas.
- Tiene efecto quelatante sobre el hierro, manganeso, zinc, cobre etc.
- Puede ser absorbido por las plantas estimulando el crecimiento.

2.3.4.4.3. Influencia sobre las propiedades biológicas:

- Estimula la microflora del suelo.
- Ayuda al desarrollo de las colonias microbianas.
- Favorece la capacidad germinativa de las semillas.
- Mejora los procesos energéticos de las plantas.
- Favorece la síntesis de ácidos nucleicos.
- Aumenta el rendimiento de los cultivos.

Por otro lado, Kolmans y Vázquez (1999), plantean que la Materia Orgánica ayuda a mejorar las propiedades químicas del suelo y retener los nutrientes; actúa como un “amortiguador” regulando la disponibilidad de éstos, según las necesidades de las plantas. Por ejemplo, en suelos ácidos, impide la fijación del Fósforo y neutraliza el efecto tóxico del Aluminio. La disminución de los niveles de Materia Orgánica en el suelo implica la disminución de los nutrientes disponibles para las plantas. De todo esto se infiere la importancia de la misma y su calidad para la formación de los sustratos en la producción y adaptación de posturas de diferentes especies vegetales y en diferentes modelos de producción. Noriega *et al.* (2001); Batista *et al.* (2002) y Rodríguez *et al.* (2002) se refirieron a los beneficios que produce la aplicación de los abonos orgánicos.

2.3.5. MATERIALES QUE SE UTILIZAN COMO FUENTES PARA FORMAR SUSTRATOS.

2.3.5.1. CACHAZA. Es un residuo sólido derivado de la industria azucarera que se obtiene como resultado del proceso de clarificación de los jugos de caña, por medio de la alcalinización con $\text{Ca}(\text{OH})_2$ y aplicación de calor, lográndose coagular y precipitar los sólidos del jugo y después separarlos por decantación y filtrado con un pH de 7.2 (Paneque y Calaña, 2004). La cachaza puede llegar a sustituir por varias cosechas la fertilización mineral fundamentalmente N y P, debiéndose aplicar K en función de los contenidos del suelo por los bajos aportes de la misma. Es un abono orgánico rico en Materia Orgánica 56.6 % base fresca con un 71 % de humedad, Nitrógeno (0.93 %), P_2O_5 (2.7 %), K_2O (0.58%), Ca (2.69 %) y Mg (1.24 %) de acuerdo con (Paneque y Calaña, 2004).

2.3.5.2. TURBA. Es un producto vegetal que procede de la degradación de plantas acuáticas o semi-acuáticas, que en un medio excesivamente húmedo y con falta de oxígeno no llegan a una descomposición completa, Carrión (1998); de ahí su aspecto fibroso característico y específico de cada tipo de turbera y sus propiedades, fundamentalmente su capacidad de retención de humedad (Ballester-Olmos, 1992).

La turba no contiene principios nutritivos disponibles inmediatamente para la alimentación de las plantas. Debido a su estructura y a su gran porosidad permite un buen desarrollo del sistema radicular. Las turbas no poseen gérmenes patógenos, ni semillas de malas hierbas (Ballester-Olmos, 1992; Paneque y Calaña, 2004).

Según Cuba, MINAGRI (1999) en los sustratos orgánicos utilizados en la producción de posturas se distinguen tres clases de turba: rubia, negra y de transición.

2.3.5.2.1. La turba rubia. Se ha formado en suelos ácidos y pobres, en clima húmedo y las plantas que han dado origen a las turbas se han caracterizado por una organización celular que les permite una absorción considerable de agua. Estas turbas tienen un pH bastante ácido (3.5-4.5) y el volumen relativo de porosidad es alrededor del 90 %, según las plantas de que proceda y su grado de descomposición (Cuba. MINAGRI, 1999). Un metro cúbico pesa 165 kg y contiene un 10 % en volumen de materia sólida: las turbas rubias, aún saturadas de humedad, presentan un porcentaje elevado de poros que contienen aire. Su capacidad de absorción es de 10 veces su propio peso y su capacidad de intercambio de cationes es elevada.

2.3.5.2.2. La turba negra. Procede de lugares pantanosos, cuyos suelos contienen gran cantidad de calcio y principios nutritivos. Su pH está comprendido entre 6 y 7 y su volumen de poros está entre 40 y 70 por ciento. Un metro cúbico pesa 335 Kg y contiene entre un 40 y 70 por ciento de materia sólida. Su capacidad de absorción para el agua es 4-5 veces superior a otras turbas. La descomposición de la Materia Orgánica es bastante mayor que en las turbas rubias y de transición (Cuba. MINAGRI, 1999).

2.3.5.2.3. La turba de transición. Son intermedias entre la rubia y la negra. El metro cúbico pesa 200 kg y el pH es de 4.5-6.0 (Cuba. MINAGRI, 1999).

Si se usa como sustrato, turba nacional, paja de arroz u otro material que no sea turba rubia, entonces el sustrato se preparará con una proporción de 60-90 % de turba nacional, 15-20 % de poliespuma o paja de arroz. Si se emplea carbón de cáscara de arroz como sustrato, se podrá mezclar a la misma proporción señalada, con cáscara fresca de arroz. Estas mezclas persiguen los objetivos de hacer disminuir la densidad aparente, y lograr a su vez, un balance apropiado entre el drenaje y la retención de agua por parte del sustrato. Se está generalizando con éxito el empleo de sustratos enriquecidos con un 10 - 15 % de Zeolita cargada (Zeolita), evitándose de este modo la necesidad de aplicar la nutrición mineral mediante el riego a las posturas, realizándose sólo en casos específicos.

2.3.6. VERMICULITA. Este producto es un silicato de magnesio que contiene hierro y aluminio. Su estructura es laminar de estratos paralelos, presentándose en forma de diminutas escamas. Las características principales de la Vermiculita industrializada son: densidad 0,15; volumen de poros 10-15 veces mayor que el volumen del producto en sí, por lo que tiene una retención grande para el agua, que llega hasta 5 veces su peso y su pH variable. La Vermiculita se emplea en semilleros, macetas, cultivos hidropónicos, enraizamiento de esquejes y cobertura de suelo (Cuba. MINAGRI, 1999).

2.3.7. COMPOST. Son los productos de la mezcla de diferentes desechos vegetales y animales (en filas bien ordenados y almacenados) con el objetivo de que sufran una descomposición microbiana mediante fermentación, convirtiéndose en un tiempo prudencial en lo que se conoce también como mantillo o humus en dependencia del grado de descomposición (Pastor, 1977; Crespo, 1998; Funes, 2000) y que puede aportar un 13,75 % de Materia Orgánica, así como, un 0,50 %; 0,26 % y 0,53 % de N, P₂O₅ y K₂O respectivamente.

Las características químicas, físicas y biológicas dependen de la naturaleza de los residuos que se utilicen en su obtención o preparación y del proceso tecnológico empleado. Si en su preparación se utiliza Estiércol vacuno u otro residuo animal,

el Compost tendrá alto contenido de humus y Nitrógeno y baja relación C/N y será friable. Si en la preparación del Compost se utilizan residuos vegetales con predominio de especies gramíneas o turbas el Compost tendrá bajo contenido de N y alta relación C/N y en general tendrá mala calidad química y física (Paneque y Calaña, 2004).

2.3.8. ESTIERCOL. Son las deyecciones sólidas y líquidas de los animales, que han sufrido fermentaciones más o menos avanzadas en el establo y después en el estercolero. Su composición variará entre límites muy amplios, dependiendo de la raza, edad y alimentación del ganado (ICA, 1990; Labrador *et al.*, 1993).

Generalmente el estiércol se estabiliza mediante el compostaje o fermentación controlada, pudiéndose mezclar con materiales como corteza de pino que actúa de fuente de carbono durante el compostaje (ICA, 1990). El pH por lo general es básico (7 a 8) y su composición salina depende de la cama utilizada; pudiendo aportar de un 40 a 50 % de Materia Orgánica y 1.5 – 2.2 % de N; 1.0 – 1.6 % de P₂ O₅; 1.5 – 2.0 % de K₂ O; así como, 2.2 – 2.8 de Ca y 0.85 – 0.8 de Mg respectivamente (ICA, 1990). Su densidad varía entre los 300 y los 900 kg de materia seca por m³, según el estado de descomposición (Burés, 1997).

Suquilanda (1996) y luego Burés (1997), plantearon que en algunos países se utiliza la digestión anaeróbica del estiércol para producir biogás; a partir del tamizado y lavado del residuo de esta digestión se obtiene un material fibroso de aspecto similar a la turba (BIOSOL), más un líquido afluyente que se utiliza como abono líquido (BIOL). La fracción sólida (BIOSOL), se utiliza como sustrato y tiene granulometría fina, densidad entre 80 y 120 kg de materia seca por m³, porosidad elevada (del orden del 90 %) y aireación elevada. El líquido afluyente (BIOL), es el principal bioabono que sale del digestor constituido casi totalmente de los sólidos disueltos (nutrientes solubles) y agua, aún conserva de 0,5 a 1,5 % de sólidos en suspensión y puede ser utilizado en una variedad de plantas, sean de ciclo corto, anuales, bianuales o perennes. Los mismos autores consideran que los estiércoles generalmente se usan como enmiendas orgánicas, en general tienen exceso de N, P, K, Mg, Ca y Cl y conductividad eléctrica elevada, por lo que, independientemente de sus propiedades físicas deben mezclarse en pequeñas

dosis cuando se utiliza como componente de sustratos. La conductividad eléctrica puede controlarse mediante el lavado del material.

El estiércol deshidratado sufre un proceso de eliminación del agua hasta valores inferiores al 15 % de humedad y también se utiliza como componente de sustrato. Se denomina estiércol artificial a la mezcla de paja y abonos nitrogenados que haya sufrido una fermentación.

2.3.9. HUMUS DE LOMBRIZ. Es el resultado de la transformación de sustancias orgánicas del suelo por algunas lombrices de tierra al pasar este material por su intestino, mezclándose con elementos minerales, microorganismos y fermentos que provocan la transformación bioquímica de dicho material. El producto de estas deyecciones queda así enriquecido y “predigerido” con lo que se acelera la mineralización de las sustancias orgánicas que la componen (Labrador *et al.*, 1993; Funes, 2000). También se plantea que el humus de lombriz puede sustituir entre el 30 y el 80 % del fertilizante nitrogenado.

Existe además el denominado estiércol o compost de lombrices, que consiste en las deyecciones de éstas que se utilizan para descomponer la Materia Orgánica (Peña, 2003).

El humus de lombriz o “Vermicompost, término que se ha tomado del inglés “earthworm casting” (deyección de lombriz), constituye a criterio de muchos agricultores, el mejor abono orgánico del mundo, (Suquilanda, 1996). Diferentes motivos hacen que el humus de lombriz constituya un abono orgánico de excelente calidad: razones estas que están ligadas a sus propiedades y composición. Es reconocida su influencia sobre las propiedades biológicas de los suelos y sustratos, se plantea que vivifica el suelo, debido a la abundante flora microbiana, la carga bacteriana es de aproximadamente, un billón por gramos de humus de lombriz.

Se trata de una alta concentración que supera a los mejores abonos de diferentes estiércoles de animales fermentados, lo cual permite que se realice la producción de enzimas importantes para la evolución de la Materia Orgánica del suelo. Además, por su alto contenido de ácidos fúlvicos favorece la asimilación casi

inmediata de los nutrientes minerales por las plantas, permite mejorar la estructura del suelo favoreciendo la aireación, permeabilidad, retención de humedad y disminución de la compactación del suelo; los agregados del humus de lombriz son resistentes a la erosión hídrica (Peña *et al.*, 2000).

Por otro lado Suquilanda (1996), plantea que el humus de lombriz comparado con otros abonos orgánicos tales como el estiércol de bovino, cerdo, gallinaza y otros poseen las siguientes ventajas: en primer lugar, una tonelada de humus equivale a 10 de las producidas por vacas, cerdos y gallinas. Además, en el manejo de las 10 toneladas de estiércol se pierde el Nitrógeno y el Fósforo no es asimilable, produciéndose un desbalance en los suelos y sustratos. En particular el humus de lombriz contiene buenas cantidades de auxinas y hormonas vegetales que actúan sobre el crecimiento de las plantas. El conjunto de sus propiedades químicas, así como su alto contenido bacteriano y la presencia de enzimas, hacen de éste un producto valioso para los terrenos que se han vuelto estériles debido a explotaciones intensivas, uso de fertilizantes químicos poco equilibrados y empleo masivo de plaguicidas.

Otros especialistas como Toledo *et al.* (2001), exponen las propiedades que tiene el humus de lombriz como mejorador de las propiedades físicas, químicas y biológicas de los suelos y sustratos, y la de preservar el medio ambiente contaminado por los efectos de los distintos productos químicos.

Krieger *et al.* (2000) expresaron que el proceso de vermicompostaje se adapta perfectamente para ser incorporado en las plantas industriales de tabaco, ya que a través del mismo se pueden procesar grandes volúmenes de Materia Orgánica. La metodología empleada es la apropiada para tornar manejable el polvo de tabaco, transformando un residuo problemático en un producto útil, con valor agregado y con posibilidades de aplicación tanto en agricultura orgánica como tradicional.

Por su parte Castillo *et al.* (2000) teniendo en cuenta la composición bromatológica de los residuos del aguacate (cáscara y hueso), formaron mezclas de residuos de aguacate y excretas de bovinos para alimentar las lombrices.

2.3.10. GALLINAZA. Es la mezcla del excremento de las aves con los materiales que se usan para cama de los gallineros y que se obtienen en los lugares donde se crían intensivamente éstas (Paneque y Bertolí, 1998). Burés (1997), plantea que la gallinaza suele tener pH básico y conductividad eléctrica elevada y presencia de algunos cationes metálicos, como el Cobre, Zinc, Hierro o Aluminio que en exceso pueden ser perjudiciales para el crecimiento vegetal. Su uso en el ámbito de los sustratos se suele reducir a su aporte, en muy pequeñas cantidades, como fuentes de Nitrógeno en el compostaje de otros materiales, como la corteza de pino o las virutas de madera.

2.3.11. GUANO DE MURCIELAGO. Son las excretas y cuerpos de los mamíferos que van muriendo y se depositan en los pisos de las cuevas. Su calidad también va a estar influenciada por las aguas aciduladas que llegan a éstos depósitos a través de las grietas y que forman las estalactitas y estalagmitas, siendo ricas en carbonato de calcio (Paneque y Bertolí, 1998).

2.3.12. ARENA. Es un material natural inerte que se emplea en la confección de mezclas para sustratos artificiales. El tipo de arena adecuada para estas mezclas es la silícica, de tamaño muy fino, pudiendo utilizarse las de ríos, de yacimientos y de playas; en este último caso es necesario lavarlas antes de ser usadas (Serrano, 1990).

2.3.13. ZEOLITA. Es un material compuesto por Aluminio y Silicio (aluminosilicatos hidratados porosos) cuyas redes están formadas por tetrahedros de $(Al O_4)^-$ y $(Si O_4)$ conectados de forma tal que cada átomo de Oxígeno pertenece a los tetrahedros y la carga negativa del enrejado aniónico de (Al-O-Si) se compensa con cationes intercambiables que ocupan sitios específicos en las cavidades y canales de la Zeolita (Jasieva *et al.*, 1987; Roque-Maherbe, 1988). Estos cationes pueden ser: K, Ca, Mg, NA, Ba y otros (Roque-Maherbe, 1988).

De acuerdo con Cuba. MINAGRI (1991) la Zeolita tiene una elevada Capacidad de Intercambio Iónico. Como fuente de nutriente es una intercambiadora de cationes (120 meq/100 g), puede usarse en diferentes funciones y se emplea como sustrato para el mejoramiento de los suelos (Jasieva *et al.*, 1987). La propiedad de las zeolitas naturales de retener el agua, durante muchos años se han estado

utilizando como acondicionadores y mejoradores del régimen hídrico–salino de los suelos. La adición de este material contribuye al mejoramiento del suelo y al incremento de la eficiencia de utilización de los fertilizantes minerales, lo cual permite elevar los rendimientos de los cultivos agrícolas (Cuba. MINAGRI, 1978).

En nuestro país existen algunos yacimientos de importancia como el de Tasajera en Villa Clara, señalado como el más importante aunque hay otros sitios donde se explota este mineral como en las provincias de La Habana, Camagüey y Holguín (Martiz *et al.*, 1992).

Ha sido aplicada directamente o en mezclas con Materia Orgánica en diversos tipos de suelos. Companioni *et al.* (2000) y Casanova *et al.* (1997), demostraron que la fibra de coco mezclada con zeolita cargada mejoró, en relación con la turba, el crecimiento de las plántulas de pimiento y lechuga y, en menor medida, las de tomate y melón, por lo que el empleo de Zeolita cargada en los semilleros hortícolas en cepellones con vistas a sustituir la fertilización foliar podría ser de interés sobre todo en cultivos con largo período de desarrollo en semilleros. Estos autores plantean que el porcentaje de Zeolita recomendado para mezclar con la fibra de coco sería del 15 % en pimiento y 5 % en tomate y melón.

2.3.14. OTRAS FORMAS DE SUSTRATOS. Gandarilla *et al.* (2001) expresaron que para prolongar la capacidad productiva de los sustratos en los organopónicos se realizaron investigaciones donde se estudió la incorporación de raquis o tallo de plátano troceado (0, 2, 4 y 6 kg/m²), la viruta de madera combinada con estiércol vacuno (proporciones desde 0 hasta 100 %) y el residual sólido de una planta de biogás (0; 0,5; 1,0; 1,5 y 2,0 kg/m²) todos en base a tres frecuencias de aplicación en cada cultivo, en cultivos alternos y al inicio solamente. Con la aplicación individual o combinada de estos residuales se incrementarán los rendimientos de un 15 a un 32 %, se mejorarán extraordinariamente las condiciones físicas de los sustratos y se contribuye al mejoramiento del medio al utilizar materiales de desecho que pueden contaminar el ambiente.

En la Estación Experimental de Suelos de Camaguey, Caballero *et al.* (2001), estudiaron los efectos de distintas dosis (kg/m²) de Estiércol vacuno, Humus de lombriz y residuos de la producción de biogás y cascarilla de arroz

semicombustionada para elevar los rendimientos de las hortalizas en los huertos intensivos.

El desarrollo de este amplio movimiento de Materia Orgánica en el país, en los últimos años ha tenido un comportamiento ascendente, aplicándose 550776 y 1683171 ton durante los años 98, 99 y 2000 respectivamente, lo que ha permitido durante ese último año una aplicación promedio de 135 ton por año en las 12 442 há de área explotada en la Agricultura Urbana. Se destaca la producción de 443 822 t de Compost y Humus de lombriz, resaltándose un amplio uso de Estiércol y Cachaza fundamentalmente (Peña *et al.*, 2001).

2.3.15. RESIDUOS SOLIDOS URBANOS. Preseleccionados según normas establecidas en la Planta de Reciclaje que opera el Gobierno de la Ciudad de La Habana (restos de alimentos, poda y jardinería, papel, cartón y textiles), se utilizaron como materia prima en la obtención de vermicompost. El tratamiento consistió en el compostaje inicial de los residuales por períodos de 15; 30; 45 y 60 días, seguido del lombricultivo en el material así obtenido, tras 125 días de lombricultivo, se obtuvieron sustratos orgánicos de apreciables condiciones físicas y físico-químicas (densidad bulk, humedad, pH, conductividad eléctrica) y maduros en términos de ausencia de fitotoxinas (Arozarena *et al.*, 2000).

2.3.16. OTROS MATERIALES USADOS COMO SUSTRATOS.

2.3.16.1. CASCARILLA DE ARROZ. Material de baja densidad, buen drenaje y alta aireación. Es un subproducto de la industria arrocera que se utiliza directamente, una vez que ha sido extraída la semilla del cereal. Es un material ligero y poroso que se adiciona a las mezclas para mejorar el drenaje y la aireación sin afectar al contenido de sales, nutrientes o al pH. Su descomposición es normalmente lenta, aunque en circunstancias de alta temperatura y fuerte evaporación puede desprender cantidades tóxicas de manganeso. Presentan una alta relación C/N por lo que para satisfacer la demanda productiva por su progresiva descomposición resulta necesario incrementar el aporte de N, al menos en un 10 % (Poole *et al.*, 1981) citados por Cid (1993).

Por otro lado, Burés (1997), plantea que la cascarilla de arroz puede ser utilizada como sustrato directo o tras sufrir un proceso de descomposición,

siendo éste preferible por ser un material fácilmente degradable. En algunos casos se cita fitotoxicidad en el material fresco. En algunos países, como Japón, se utiliza para el cultivo hidropónico un material denominado “kuntan” que consiste en cáscaras de arroz tostadas en un horno entre 300 y 600 °C. La propia autora caracteriza la cascarilla de arroz como un material ligero (densidad aparente entre 90 y 220 kg de materia seca por m³), tiene porosidad elevada, así como aireación y capacidad de retención de agua fácilmente disponible. Su permeabilidad y capacidad de intercambio catiónico es baja. Es un material rico en Potasio y Fósforo y pobre en Nitrógeno, por lo que se debe añadir este elemento durante el compostaje. La cascarilla de arroz se ha utilizado con éxito mezclada con turba para el cultivo de plantas de temporada.

2.3.16.2. CORTEZAS DE ARBOLES. Material de desecho de zonas forestales, usado ampliamente para la elaboración de sustratos en áreas productoras próximas a éstas, Verdonck (1983) citado por Cid (1993). El uso de estos materiales en fresco requiere aplicar mayores cantidades de N para evitar carencias en los cultivos, puesto que los microorganismos realizan un alto consumo que es necesario compensar durante su descomposición biológica, dada su elevada relación C/N. Se recomienda adicionar sulfato ferroso, para reducir el pH y compensar su baja relación Fe/Mn que podría causar clorosis férrica.

En algunos casos liberan productos fitotóxicos orgánicos: fenoles, taninos, terpenos, etc., o minerales: Manganeso (Bunt, 1988 y Poole, 1981) citados por Cid (1993), por esta razón es necesario compostearlos previamente a su uso. La fitotoxicidad de este tipo de productos varía con la especie y la región en que crecen los árboles, es mayor en zonas basal y suele crecer con la edad. Los mismos autores plantean que las cortezas de especies de madera blanca (*Pinus radiata*, *P. Pinaster*, *P. Silvestris*, *P. nigra*) de bajo contenido en celulosa (5 %) y alto en lignina, pueden ser usadas en fresco o tras un breve almacenamiento en húmedo. Posee buenas propiedades físicas que se mantienen durante largo tiempo, aunque son difíciles de mojar. Se recomienda una granulometría equilibrada entre 4-6 cm hasta 0,2-0,4 cm. Su pH en fresco

suele oscilar de 4,5 a 5,5 y aumenta hasta 6,5–7,0 cuando se compostean. Su Capacidad de Intercambio Catiónico (CIC) es relativamente alta 50 a 60 meq/100 gramos (110-130 meq/l) y son más ricos en nutrientes: Fósforo, Potasio, Calcio y Magnesio, que la turba.

2.3.16.3. CASCARA DE CAFE. La pulpa de café es el principal contaminante de las regiones montañosas en Cuba y posee una gran riqueza orgánica, es un material con aceptable contenido de nutrientes que puede mejorar la densidad y la aireación. Morgan (2003) reporta en la pulpa de café un 24.89 % de proteína bruta, 19.95 % de fibra bruta y 90.5 % de materia seca; así como para el Ca y el P encontró valores de 1.45 y 1.11 % respectivamente.

2.3.16.4. ASERRIN O VIRUTAS DE MADERAS. Constituyen subproductos de la industria aserrada. La calidad de estos materiales depende del tipo de madera que se utilice y de los aditivos (conservantes, etc.) que pueden haber sido añadidos, por lo que será importante un test de fitotoxicidad para determinar la calidad agronómica del material. Una de las maderas más utilizadas es la de eucalipto (*Eucalyptus spp.*), de la cuál se ha descrito ampliamente la utilización del aserrín como medio de cultivo (Burés, 1997).

La misma autora plantea que el aserrín y las virutas se descomponen lentamente debido al elevado contenido de lignina y compuestos lignocelulósicos, tienen una relación C/N elevada; por tener un contenido de Nitrógeno bajo, es recomendable añadir una fuente de Nitrógeno durante el compostaje. Cuanto más fino es el aserrín más rápido se descompone. Existen referencias que indican, para algunas especies como la secuoya (*Sequoia sempervirens*, *Sequoiadendron giganteum*), que no es necesario realizar un compostaje previo al uso como sustrato, puesto que tardan mucho en descomponerse. El eucalipto requiere compostaje, puesto que su tasa de descomposición es intermedia. Algunos materiales pueden presentar fitotoxicidad que se elimina mediante el compostaje. Cuando es de maderas blancas se procesa a través de tecnologías que existen para esto y si son de maderas rojas es necesario compostearlas (Carrión, 1998).

El aserrín presenta problemas de exceso de humedad, por lo que debe mezclarse con materiales de partículas mas gruesas que aporten aireación, tanto durante el proceso de compostaje como en el cultivo, puesto que el material puede compactarse produciendo procesos anaerobios de fermentación que den lugar a algunos ácidos orgánicos. Las características químicas varían según la especie utilizada; en general el contenido de nutrientes es bajo. El pH del aserrín de eucalipto varia entre 3,5 y 4,0 para el material fresco, subiendo a valores de 6,5 tras el compostaje.

2.3.16.5. ACICULAS DE PINO. Estas hojas de pino, se usan en fresco o composteadas, generalmente mezclándolas con otros materiales tales como turba, perlita, compost de residuos urbanos, y otros. Es un material relativamente estable que se emplea con el fin de aumentar la aireación de las mezclas (Jiménez y Caballero, 1990). Posteriormente Burés (1997), plantea que las acículas de pino se han utilizado en diversos países como enmienda orgánica o componente de sustrato, las mismas tienen generalmente un pH entre 3,9 y 5,5, pudiendo ser mas elevado en función de la especie y de las características del suelo de donde procede, su densidad varia entre 100 y 250 kg de materia seca por m³, es un material poroso (93%), con una capacidad de aireación muy elevada (47%). Se han citado algunos casos de toxicidad, no obstante, ésta puede reducirse mediante el compostaje.

2.3.16.6. HORTIFIBRES. Material ligno-celulósico que se obtiene de la madera mediante un proceso termomecánico (vapor y prensado) sin aditivos químicos, de patente francesa. Actualmente se utilizan como base *Pinus silvestris* y *P. Pinaster*. Es un material fibroso, de elevada porosidad y lenta descomposición. Su pH inicial de 5,5 se eleva hasta 7,0–8,0 si se somete a compostaje. Su contenido en nutrientes es bajo y decrece al compostarse (Cid, 1993).

2.3.16.7. FIBRA DE COCO. Es un material de desecho de la industria, desarrollado principalmente en zonas tropicales productoras de coco. Es relativamente estable, pero requiere compostaje para eliminar compuestos fitotóxicos que se liberan del material fresco Verdock *et al.* (1983) citados por Cid (1993). Físicamente presenta una porosidad elevada, similar a la de las

turbas poco descompuestas, pudiendo considerarse como un producto a usar siempre mezclado con otros materiales.

Por otro lado, Burés (1997), plantea que la fibra de coco consiste en partículas de lignina y celulosa, con una relación carbono nitrógeno (C/N) de 80, tiene elevada capacidad de retención de agua y se ha utilizado tradicionalmente para mejorar las propiedades físicas y químicas de los sustratos, aumentando la disponibilidad de nutrientes, la tasa de infiltración, la porosidad total y la conductividad hidráulica de los suelos y sustratos. Tiene elevado contenido de Potasio, por lo que puede ser utilizada como fuente de Potasio en cultivo en campo, tiene bajo contenido en nutrientes, excepto para el Potasio. Su pH varía entre 4,0 y 7.0 y su conductividad eléctrica entre 1,1 y 6,0 ds/m, procediendo la elevada salinidad del lavado o contacto con el agua de mar en las zonas de origen. El contenido de Materia Orgánica es del 85–95 %. La Capacidad de Intercambio Catiónico está entre 20 y 30 meq/l, la porosidad total es superior al 80 %, con aireación muy elevada, la conductividad hidráulica es elevada, y su densidad varía entre 50 y 100 kg de materia seca por m³.

Según Gabriels y Verdonok (1991), la industria de los sustratos hortícolas a nivel internacional, se torna cada vez más fuerte debido al creciente interés por la producción vegetal en ambientes protegidos. Europa usa aproximadamente 20 millones de metros cúbicos de sustrato hortícola industrializado.

Guzmán *et al.* (2001) analizaron la insostenibilidad de la agricultura moderna y la necesidad de diseñar otros sistemas productivos que aprovechen los recursos biológicos localmente disponibles del Municipio de Santa Fe (Granada-España).

En el proceso de reproducción acelerada es normal el uso de sustratos certificados producidos en empresas especializadas que responden por su calidad, Ortiz *et al.* (1998) reafirmaron que el sustrato es el lecho en el que las plántulas obtenidas "*in vitro*" deberían desarrollarse como nueva forma de adaptación, rico en sustancias orgánicas y estudiaron el Humus, el Compost y la Zeolita en la tecnología de micropropagación de la caña de azúcar en Cuba. De igual manera Cairo *et al.* (1995) destacan la utilidad de la Zeolita como mejorador del suelo en la caña de azúcar. Trabajos realizados en el Instituto Nacional de

Ciencias Agrícolas por De la Noval *et al.* (1995) quienes subrayaron las bondades de la Zeolita como componente del sustrato para la adaptación de vitroplantas de piña. Por su parte, Terán *et al.* (1996) a partir de diferentes sustratos contenidos en canaletas, destacaron el uso de la Zeolita en su fórmula NEREA III más Cachaza como sustrato efectivo para la adaptación de vitroplantas de caña de azúcar.

2.3.17. ALGUNAS FORMULACIONES UTILIZADAS COMO SUSTRATOS (nacional e internacionalmente). Se ofrecen diferentes tipos de formulaciones de sustratos empleados tanto nacional como internacionalmente:

Para cultivos en bolseta. (Serrano, 1990).

20 % arena

20 % turba

20 % estiércol muy hecho

40 % arena arcillosa

Para estacas y esquejes. (Serrano, 1990).

50 % arena

25 % turba

25 % arcilla

Para repicado de plantas. (Serrano, 1990).

33 % arena

33 % turba

33 % montilla

Agregar abono complejo de alta graduación con fórmula de equilibrio 1 –1 –1 por m³ de mezcla.

John Innes Compost. (Ballester–Olmos, 1992).

60 % tierra franca

25 % turba

15 % arena gruesa

Fue propugnado hace varias décadas por la Estación de Investigaciones Inglesas a la que debe su nombre: Su uso ha quedado obsoleto.

Mezcla Universal de la Universidad de California (U. C. Mix). (Ballester–Olmos, Serrano, 1992).

50 % turba

50 % arena fina eólica

Incorporarle 110g de sulfato de potasio y 1200 g de carbonato cálcico por m³ de mezcla.

Para plantas de interior decorativas. (Ballester–Olmos, 1992).

a) 100 % turba rubia gruesa; 30 kg abonos de liberación lenta y 3 kg de cal.

b) 66% turba rubia; 2,5 kg de abono de liberación lenta; 2,5 kg de cal.

Para plantas menos delicadas. (Ballester–Olmos, 1992).

66 % turba rubia

24 % drujo no salino

10 % poliestireno expandido

3 kg de abonos de liberación lenta

3 kg de cal

Para germinación de Maracuyá. (Olivera, Scivittaro y Vasconcellos, 1993).

33 % vermiculita

33 % arena

33 % estiércol

Para germinación de semillas y enraizamiento de estacas. (Souza, 1993).

Usar cáscara de arroz carbonizada.

Para tomate. (Norman, 1993).

50 % cáscara de arroz (cáscara de arroz carbonizada)

50 % turba

Para tomate y maracuyá. (Biasi *et al.*, 1995).

50 % bagazo de caña

50 % turba

Para vitroplantas de caña de azúcar en canaletas. (Terán, Grass y Plana, 1996).

50 % cachaza

50 % zeolita (la Zeolita en su fórmula NEREA III)

Para vitroplantas de banano en cepellones. (De la Noval *et al.*, 1997).

50 % E. Vacuno

50 % suelo

2 g EcoMic[®] (las dosis de 2 g por vitroplantas permite una buena simbiosis).

Para vitroplantas de caña de azúcar en cepellones. (Ortiz, de la Fe y Lara, 1998 a).

40 % cachaza

50 % zeolita

Para tomate y pimiento. (Casanova, 1999).

15 % zeolita

85 % material orgánico

Para pepino, melón y hortalizas de hojas. (Casanova, 1999).

10 % Zeolita

90 % material orgánico

Material orgánico (Turba, Cachaza, H. de lombriz, Compost de Cachaza, Estiercol vacuno, Gallinaza, Biotierra u otras turbas)

Para tomate en cepellones. (Lara, 1999).

50 % zeolita

50 % cachaza

Para adaptación de vitroplantas de banano en cepellones. (Calderón *et al.*, 2000; 2001).

75 % cachaza

25 % suelo

2 g de EcoMic[®] (el EcoMic[®] es un inoculante sólido a base de HMA de alta estabilidad biológica y alta pureza).

2.3.18. TECNOLOGIA DE CEPELLONES O MOTAS PRENSADAS. En el mundo se ha ido imponiendo el trasplante de plántulas con cepellón producidas en distintos tipos de contenedores o bandejas. Esta técnica permite incrementar la densidad de plántulas ya que mejora la relación semillas utilizadas: plántulas obtenidas, consiguiendo ahorros de tiempo y espacio en el semillero (Lara, 1999), de esta manera, la producción de plántulas hortícolas se ha convertido en una empresa a gran escala, altamente calificada y de crecimiento económico importante (Casanova, 1999).

La producción de posturas por la técnica de cepellones se ha convertido en un factor muy necesario para garantizar posturas de calidad los 12 meses del año; con esto se logra además, ahorrar del 25 al 50 % del tiempo de ocupación del cantero, lo que repercute en una mayor producción por m⁻² en el año. Las intensas lluvias de primavera-verano impiden la producción de posturas en canteros al aire libre, además, el fuerte calor de esa época es un limitante para llevar al campo las posturas a raíz desnuda, por lo que se ha establecido producirlas bajo la técnica de cepellones (Companioni *et al.*, 2001).

Ha ganado popularidad el empleo del trasplante con “motas prensadas” o cepellones. Este método puede resultar ventajoso para la inoculación en semilleros si se tiene en cuenta que el cepellón, permite el traslado íntegro del inóculo y de las raíces colonizadas, al sitio definitivo del trasplante, con el consiguiente ahorro de inóculo de acuerdo con (Hernández *et al.*, 2001). La calidad de la postura y la formación consistente del cepellón dependen de las condiciones nutricionales e hidrofísicas del sustrato, las que se garantizan con esta tecnología, con un sustrato orgánico confeccionado e integrado por componentes de fácil adquisición en cualquier territorio del país.

Las posturas obtenidas mediante dicha tecnología, requieren cuidados culturales más intensos ya que las condiciones de crecimiento de las raíces son alteradas en relación con el suelo por: el pequeño volumen del recipiente limita

la expansión de las raíces, ocasionando elevadas densidades de las mismas y, como consecuencia, se hace necesario un mayor suministro de oxígeno; las paredes del recipiente no permiten el contacto de la planta con fuentes naturales de agua, causando ser dependencia del riego; la alta frecuencia del riego puede provocar el lavado de los nutrientes disponibles y cuanto menor es la altura del recipiente mayor es la dificultad para el drenaje (Norman, 1993). Estas dificultades pueden ser controladas con una adecuada selección de los materiales a ser empleados como medio de cultivo o sustrato hortícola.

El sustrato como componente esencial de la tecnología, debe confeccionarse sobre la base de materiales de alta distribución y de fácil adquisición en cualquier territorio del país, que permita la obtención de posturas sanas de alta calidad con adecuado nivel de rentabilidad (Companiononi *et al.*, 2000; Casanova *et al.*, 1997).

III. MATERIALES Y METODOS.

3.1. ASPECTOS GENERALES. Considerando como base los objetivos del trabajo para estudiar el comportamiento de determinadas fuentes orgánicas y mineralógicas, así como las mezclas para la formación de sustratos; la valoración de la influencia de los HMA y además, la interacción sustratos-cepas de HMA–especie vegetal en vitroplantas de banano en la etapa de adaptación, se decidió el establecimiento de un programa de experimentos.

El programa llevado a cabo estuvo integrado por 8 experimentos, los que se desarrollaron en el área de adaptación de Biofábrica de La Habana perteneciente a la Empresa de Semillas Varias del MINAGRI, ubicada en las coordenadas $23^{\circ} 00'$ de latitud norte y $32^{\circ} 12'$ de longitud oeste y a 138 m. s. n. m. en el municipio de San José de las Lajas durante los años 2000 al 2003.

Los experimentos se agruparon en series como se explica a continuación:

SERIE 1. Experimentos para la determinación de la mezcla más eficiente como sustrato integrada por las fuentes de Cachaza, Suelo y Zeolita. Esta serie estuvo compuesta por dos experimentos, el primero (No. 1) se realizó desde marzo hasta junio del 2000 y el segundo de ellos (No. 2) fue una replicación del primero y se desarrolló desde septiembre hasta diciembre del 2000.

SERIE 2. Experimentos para la determinación de la mezcla más eficiente como sustrato compuesta por las fuentes de Estiércol vacuno, Suelo y Zeolita. Esta serie contó de dos experimentos también. El primero de ellos (No. 3) se llevó a cabo desde marzo hasta junio del 2001 y el segundo de esta serie (No. 4) constituyó una replicación del primero y se realizó desde septiembre hasta diciembre del 2001.

SERIE 3. Experimentos para seleccionar cuales fueron las cepas más eficientes para cada una de las mezclas utilizadas como sustratos que reunieran las mejores condiciones físicas y químicas, determinadas en los experimentos anteriores. Para este estudio se desarrollaron 4 experimentos. Los dos primeros (No. 5 y 6) a base de 4 cepas certificadas y 1 comercial de Micorriza sobre el sustrato Cachaza-Suelo 3:1 desde marzo hasta junio del 2002 y los segundos

(No. 7 y 8) con los mismos tratamientos sobre el sustrato formado por E. vacuno-Suelo 1:1 desde septiembre hasta diciembre del 2002.

3.2. PROCEDIMIENTO EXPERIMENTAL Y TECNOLOGIAS EMPLEADAS. El trabajo experimental contó de 8 experimentos, los cuales se desarrollaron con la tecnología de cepellones o motas prensadas, durante los años 2000 al 2002. Los experimentos se desarrollaron en las áreas de adaptación de la biofábrica bajo condiciones de tapado, empleándose Malla de Protección de Zarán Negro (Cuba. MINAGRI, 2001). Para estas condiciones se debe emplear Zarán del 60–70 % de iluminación, siendo el óptimo el de 60 % y bien estirado para evitar la acumulación de agua.

Se emplearon las cajas de polieturano de 70 alvéolos y dimensiones de 69 cm x 45 cm (Jiménez *et al.*, 2004) como lecho de adaptación para el establecimiento de las vitroplantas procedentes del laboratorio de micropropagación de la Biofábrica, colocadas en canteros aéreos (mesas) a 0.70 m del suelo. La preparación de los sustratos y el llenado de las bandejas se efectuó de forma manual, la siembra se realizó colocando una vitroplanta por alvéolo, después de localizado el inóculo en éste.

3.3. FUENTES EMPLEADAS PARA FORMAR SUSTRATOS. Se utilizaron cuatro fuentes para formar los sustratos, dos de ellas orgánicas: Cachaza (CAI “Héctor Molina”) y Estiércol vacuno, ambas procedentes del Centro de Materia Orgánica de San Nicolás de Bari en La Habana.

Las otras dos de origen mineralógico formadas por: Suelo y Zeolita. El Suelo de las áreas de la propia Biofábrica, tomado a una profundidad de 0-20cm. Por su parte la Zeolita procedente de los yacimientos de Tasajera en la provincia de Villa Clara con granulometría 1-3 mm (Lara, 1999). Las características y propiedades físicas y químicas de estas fuentes orgánicas y mineralógicas no se ofrecen en los materiales y métodos de este trabajo, ya que se prefirió abordarlos como resultados del mismo. La Foto 2, que se muestra a continuación ilustra estas fuentes.

3.4. MATERIAL BIOLÓGICO. Se seleccionaron vitroplantas de banano *Musa* spp. de la variedad Gran enano (Rodríguez *et al.*, 1990), obtenidas en la Biofábrica de La Habana a través del medio MS (Murashige y Skoog, 1962), medio basal de multiplicación compuesto por las sales (MS) propuestas por estos autores, 1.0 mg/L de tiamina, 3 % sacarosa y 8 % de agar, como aparece en la Foto 3.

3.5. MATERIAL MICROBIOLÓGICO. Se utilizaron las cepas certificadas de HMA: *Glomus fasciculatum*®, *G. sp*®, *G. clarum*® y *G. intraradices*®. Así como la cepa comercial *G. fasciculatum*®, aportadas y certificadas por el Instituto Nacional de Ciencias Agrícolas (Foto 4). Se aplicaron 2 g del inóculo para cada planta (De la Noval *et al.*, 1997).

3.6. EVALUACIONES Y MUESTREOS. Las evaluaciones se realizaron para todos los experimentos a los 60 días después de la plantación, determinándose la altura hasta la intersección de la última hoja y el número de hojas, el largo y ancho de las mismas para calcular el área foliar según la fórmula: (S = 0.8 L X A) descrita por Champion (1975) como indicador del desarrollo vegetativo de las plántulas.

Se tomaron para todas las evaluaciones 50 plantas por tratamientos. Para todos los casos, el muestreo se hizo durante la evaluación a los 60 días después de la plantación (ddp), seleccionándose 10 plantas por tratamiento:

Se pesó la masa fresca total aérea y la masa seca obtenida por todos los tratamientos (expresada en g. tratamiento⁻¹), obteniéndose el peso seco en estufa a 65^o c de la parte aérea de las plantas. Se realizó a los experimentos de No. 2, 4, 6 y 8 y se calcularon los incrementos de los tratamientos inoculados, comparándose estos con los de los tratamientos que no fueron biofertilizados.

3.7. DETERMINACIONES. Se efectuaron las siguientes determinaciones:

1. La Materia Orgánica se determinó por el método de Walkley y Black, el Fósforo por Arnold y Kurtz, el Potasio y el Sodio por extracción con acetato de amonio y fotómetro de llama, el Calcio y el Magnesio por valoración con EDTA y el pH mediante el método potenciométrico (Paneque *et al.*, 2001).

2. Los contenidos foliares de N, P, K, expresados en %, se analizaron también a los 60 ddp, tomando una muestra de la parte aérea de las plantas de cada

tratamiento. Se realizó a los segundos experimentos de cada una de las series. Estas determinaciones se realizaron para el Nitrógeno por el método Colorimétrico y el reactivo de Nessler, el Fósforo con el Azul de Molibdeno y el Potasio por Fotometría de llamas. Técnicas estas descritas por (Paneque *et al.*, 2001).

3. Se determinó el porcentaje de colonización micorrízica o frecuencia de Colonización (% Col.) mediante la Técnica de Tinción descrita por Phillips y Hayman (1975), evaluándose por el método de los Interceptos Grin line Intersept de (Giovanetti y Mosse, 1980). Se calculó el porcentaje de Densidad Visual (% DV) y la Masa del Endófito (EA), parámetros que nos mide la intensidad de la colonización según metodología descrita por Herrera *et al.* (1995). Así como se contó el número de esporas en cada sustrato después del muestreo utilizando el sistema del tamizado y decantado por vía húmeda de los propágulos del hongo de acuerdo con el método descrito por (Gerdemann y Nicolson, 1963).

4. El Índice de Eficiencia (I. E) expresado en %: se utilizó para determinar la efectividad de la inoculación para la variable de producción foliar de acuerdo con metodología propuesta por (Siqueira y Franco, 1988), usando la fórmula: $I.E = [(AF \text{ Tratamiento} - AF \text{ Testigo}) / (AF \text{ Testigo}) \times 100]$.

5. Se realizaron los análisis hidrofísicos de los agregados del Suelo, de la Zeolita y de las diferentes fuentes portadoras de nutrientes (Cachaza y E. vacuno) para formar las mezclas, y de las mezclas propiamente por el método de Booyoucos para la textura y microestructura; y el análisis de los agregados (tamizado en seco) empleando el método de SÁVVINOV (1984), determinándose: el tamaño de los agregados (en mm) y el contenido de éstos (en % de la masa) de las muestras, las que fueron secadas al aire. Por este método se evalúa la estabilidad de los diferentes agregados, según su tamaño, teniendo en cuenta los siguientes diámetros de estos, sobre la base de los juegos de tamices correspondientes: 10, 7, 5, 3, 2, 1, 0.5, 0.25 y menores de 0.25 mm (Luis y Martín, 2003).

Las muestras se tomaron de forma aleatoria, o sea, de diferentes puntos y se seleccionaron 200 g de cada una para formar éstas y para determinar además:

la Humedad natural (Wn %) y la Humedad higroscópica (Wh %) por el método gravimétrico. La Densidad aparente (Da en g. cm³) y la Densidad real (Dr en g. cm³) por el método del Picnómetro.

Humedad higroscópica (Wh). Método gravimétrico. Se expresa en %.

$$[Wh = (\text{Masa de agua evaporada}) / (\text{masa del suelo absolutamente seca}) \times 100].$$

Humedad natural o de campo (Wn). Método gravimétrico. Se expresa en %.

$$[Wn = (\text{Masa de agua evaporada}) / (\text{Suelo humedecido en atmosfera saturada}) \times 100].$$

Densidad real o peso específico (g. cm³). Método del Picnómetro en agua (Luis y Martín, 2003).

$$Dr = [(\text{Peso absolutamente seco}) / (\text{Volumen del suelo})] = (P_2 / V).$$

Densidad de volumen o densidad aparente (g. cm³). Método del Picnómetro.

$$Da = [(\text{Masa de suelo absolutamente seco}) / (\text{Volumen del cilindro})] = (M / V);$$

donde M (g) y V (cm³).

Porosidad total (en % de vol.) por la fórmula general (Kaúrichev *et al.*, 1984; Luis y Martín, 2003) de:

$$\text{Porosidad total} = [1 - (\text{Densidad aparente}) / (\text{Densidad real}) \times 100].$$

La Porosidad de aireación (en % de vol.) = [(Porosidad total) – (Poros repletos de agua)].

$$\text{Poros repletos de agua (en \% de vol.)} = [(\text{Densidad aparente}) \times (\text{Humedad natural}) \times 100].$$

Todos estas técnicas y procedimientos de cálculos aparecen descritos en el manual para estos fines (Luis y Martín, 2003).

3.8. DISEÑOS Y ANALISIS EXPERIMENTAL. Los experimentos se desarrollaron con un diseño de bloques al azar. Para todos los experimentos se efectuaron 5 repeticiones por cada tratamiento. Los datos obtenidos fueron procesados mediante el paquete estadístico STATGRAPICS® Plus 4.1 sobre Window. Para conocer el efecto de la inoculación de HMA sobre el crecimiento de las plantas y los sustratos más eficientes, se consideraron en los análisis estadísticos

aplicando la técnica del arreglo factorial a las variables del crecimiento y desarrollo; las variables de la Masa seca, los contenidos foliares de N, P, K y los parámetros fúngicos obtenidos de los muestreos de los experimentos No. 2 y 4. Los datos obtenidos fueron sometidos al análisis estadístico comparándose las medias de los tratamientos mediante la prueba de Duncan para los casos requeridos. Los datos no paramétricos (número de hojas) fueron transformados por Raíz cuadrada de X para realizar los análisis de varianza de esta variable con éstos. Estos análisis también se efectuaron para todas las variables de los experimentos No. 6 y 8, para determinar las mejores asociaciones Cepas de HMA–Sustrato a través de los ANOVA para los modelos de clasificación doble, y para determinar el mejor sustrato de adaptación, se realizaron comparaciones de medias de los tratamientos a través de la Prueba t de Student, usando el paquete estadístico START.

3.9. VALORACION ECONOMICA. Para la valoración económica de los resultados de los experimentos, se utilizó la metodología propuesta por la FAO (1980) y ajustadas a las condiciones del estudio, calculándose los indicadores siguientes:

- [Valor de la producción (\$) = (número de posturas producidas) X (precio de cada postura)].
- [Valor del aumento de la producción (\$) = (valor de la producción de los tratamientos) – (valor de la producción del testigo)].
- Costo de la producción de posturas comprende: gastos de salario para la preparación de las mezclas y llenados de cepellones; gastos de salario en actividades de trasplante en los cepellones; gastos en aplicación de riego; gastos en adquisición de materiales e insumos; gastos por compra de EcoMic[®].
- [Beneficio neto (\$) = (Valor de la producción) - (Costo de la producción)].
- [(Relación valor / costo) = (Valor del aumento de la producción) / (Costo de la producción)].

3.9.1. CALCULO ECONOMICO. Para el cálculo económico de los indicadores propuestos se tuvieron en cuenta los siguientes valores:

- Precio de los biofertilizantes según listado oficial del Instituto Nacional de Ciencias Agrícolas (1999). Micorriza (biofertilizante a bases de Hongos Formadores de Micorrizas Arbusculares del género *Glomus*) = \$ 2.50 kg⁻¹.

Precio de las posturas de bananos = \$0.99 (Cuba. MINAGRI, 1997; Sosa, 2000, 2001 y 2002).

3.10. SUSTRATOS Y TRATAMIENTOS. En las **Tablas 1, 2 y 3** se brinda toda la información acerca de los sustratos empleados en los diferentes trabajos, así como, los tratamientos empleados en todos los experimentos, los sustratos inoculados y sin inocular. También aparecen los tratamientos utilizados para el ensayo de las diferentes cepas de HMA con las mezclas de Cachaza–Suelo y Estiércol vacuno-Suelo.

IV. RESULTADOS Y DISCUSION.

4.1. RESULTADOS DE LAS CARACTERÍSTICAS FÍSICAS DE LAS FUENTES Y LOS SUSTRATOS.

Se agrupan en las **Tablas 4 y 5** los resultados de los análisis hidrofísicos de las fuentes y mezclas (sustratos), considerando los porcentajes de los agregados de cada fuente orgánica y mineral, y también de las combinaciones usadas como sustratos de acuerdo con (Kaúrichev *et al.*, 1984; Luis y Martín, 2003), y además, se ofrecen los resultados relacionados con otras propiedades físicas necesarias a tener en cuenta a la hora de cualquier estudio con sustratos de adaptación o para reproducción de plantas.

En las fuentes (**Tabla 4**) los porcentajes de los agregados mayores de 5 mm se comportaron en el orden siguiente: el mayor porcentaje correspondió al E. vacuno, luego al Suelo, la Cachaza y la Zeolita por último y estos oscilaron entre 0,25 y 4,81 correspondiendo a la Zeolita y al E. vacuno respectivamente.

Los mayores contenidos del total de los agregados se distribuyeron entre 1 y 5 mm, resultando los valores más altos para la Zeolita (69.93 %), y la Cachaza obtuvo el menor porcentajes (45.71 %) para este rango. La sumatoria de los porcentajes de agregados entre 1–5 mm nunca deben ser menor del 25 %, Kaúrichev *et al.* (1984), mientras mayor sea éste, mejor será el desarrollo radicular de las plantas, así como mejor serán la retención de agua y la aireación en el suelo o sustrato (Luis y Martín, 2003).

Los rangos determinados en este trabajo entre el tamaño de 0,25 y 1 mm oscilaron entre 28,7 y 44,6 % correspondiendo a la Zeolita y la Cachaza respectivamente. Los porcentajes de agregados que están por debajo de 1 mm cuando aumentan son perjudiciales, ya que este suelo o sustrato prácticamente es un polvo, retiene mucho la humedad y permite poca aireación (Luis y Martín, 2003).

En los agregados de diámetro menor de 0,25 mm los resultados fueron: para la Zeolita (1,48 %), el Suelo (3,88 %), el E. vacuno (5,27 %) y por último con el mayor porcentaje la Cachaza (8,51 %). Kaúrichev *et al.* (1984) clasifican los

agregados de diámetro menor de 0,25 mm como microagregados en los estudios de Suelo.

En las mezclas de Cachaza con Suelo (**Tabla 4**) los porcentajes de partículas más groseras (>5,0 mm) aumentan con la reducción de la fuente orgánica, o sea, cuando se igualan las proporciones (relación abono orgánico-suelo 1:1) y luego disminuyen con el aumento de la mineralógica (abono orgánico-suelo 1:3). Con respecto a las de Zeolita el comportamiento es similar: aumentan estos valores con la reducción de la fuente orgánica y descienden con el aumento de la Zeolita, correspondiendo los menores porcentajes a la relación Cachaza-Suelo 1:3.

Para las partículas de mayor tamaño en las mezclas E. vacuno con Suelo, los porcentajes disminuyen con la reducción del abono orgánico, o sea, cuando se igualan las proporciones (relación abono orgánico-suelo 1:1) aumentan con la de abono orgánico-suelo 1:3). Sin embargo, en las mezclas con Zeolita sucede diferente a las mezclas de ésta con Cachaza, disminuyen estos valores con la reducción de la fuente orgánica y se mantienen descendiendo con la presencia y aumento de la Zeolita, siendo los valores más bajos para le relación E. vacuno-Zeolita 1:1 y 1:3, incluso muchos más bajos que para estas mismas condiciones con la Cachaza.

La tendencia de los agregados entre (1 y 5 mm) fluctuó para los sustratos formados por Cachaza con Suelo y Zeolita en los valores de 56 y 74 %. Estos agregados son en definitiva los más importantes y el estudio arrojó los porcentajes mayores para los sustratos formados por Cachaza-Suelo para la mezcla Cachaza-Suelo 1:3, así como, que los de 3:1 y 1:1 reportaron porcentajes muy próximos entre ellos. En las mezclas de esta misma fuente con Zeolita los valores más altos se determinaron en Cachaza-Zeolita 1:3, apareciendo con porcentajes casi sin diferenciarse los de 1:1 y 1:3. Con respecto al E. vacuno con Suelo y Zeolita los valores oscilaron entre 53 y 86 % y los porcentajes están muy próximos entre los tres sustratos cuando se mezcló el E. vacuno con Suelo, siendo ligeramente superior en el compuesto por la relación 3:1. Para los formados por esta fuente y la Zeolita el porcentaje mayor lo logró la mezcla 3:1, después se experimenta una disminución gradual para las otra dos relaciones.

En los rangos de 0,25 a 1 mm ocurre que para la Cachaza con Suelo los porcentajes fueron más altos en la relación Cachaza-Suelo 1:1 y con la Zeolita en la relación 1:3. Para el E. vacuno con Suelo el porcentaje más alto lo obtuvo la proporción 1:1 y para los de E. vacuno con Zeolita la 1:3. Relacionado con este tema (Pauustjarvi, 1983) enunció: el mejor sustrato se define como aquel material de textura gruesa o media, con una distribución del tamaño de las partículas entre 0,25 y 2,5 mm, capaz de retener suficiente agua fácilmente disponible y de poseer además contenido de aire.

Para el Suelo kaúrichev *et al.* (1984) y Luis y Martín (2003) denominan los agregados mayores de 0,25 mm como macroagregados y consideran la estructura grumosa granular de agregados de 0,25 a 10 mm como la más valiosa desde el punto de vista agronómico, criterios estos que quizás tengan también alguna utilidad para el trabajo con los sustratos. La granulometría, la composición químico-mineralógica de los componentes y la proporción en que se preparan las mezclas son los factores que más influyen en el comportamiento hídrico de los sustratos. Los materiales orgánicos presentan una alta capacidad de retención hídrica, Moreno *et al.* (2002).

La distribución de los porcentajes de agregados en las partículas más finas (< 0,25 mm) se comportó de la forma siguiente: para las mezclas de Cachaza con Suelo el menor porcentaje correspondió a Cachaza-Suelo 1:3 y el mayor a Cachaza-Suelo 1:1 y se sitúa con un valor intermedio Cachaza-Suelo 3:1. En las mezclas de Cachaza con Zeolita el porcentaje menor fue para Cachaza-Zeolita 1:1 y el mayor para Cachaza-Zeolita 3:1 (3,16) valor muy próximo al logrado por el sustrato compuesto por Cachaza-Suelo 3:1 con 3,28.

Con relación al E. vacuno mezclado con Suelo los porcentajes mayores los alcanzaron las mezclas E. vacuno-Suelo 3:1 y E. vacuno-Suelo 1:3 correspondiendo el menor valor al sustrato E. vacuno-Suelo 1:1 que fue de 5,56 %. En las mezclas de esta fuente con Zeolita los menores porcentajes se encontraron en el E. vacuno-Zeolita 3:1 y E. vacuno-Zeolita 1:3. El sustrato formado por E. vacuno-Zeolita 1:1 alcanzó un porcentaje de 4,56.

En la **Tabla 5** se muestran los resultados de los análisis hidrofísicos de cada una de las fuentes y de las mezclas empleadas como sustratos. Para las fuentes los mayores porcentajes de Humedad natural (W_n) y Humedad higroscópica (W_h) los alcanzó el E. vacuno; la Cachaza y el Suelo obtuvieron porcentajes muy próximos o similares entre ellos, valores entre 2 y 4 % de W_h para estos suelos reportaron (Luis y Martín, 2003). La Zeolita, se ubicó con el más bajo para la W_n y con una W_h ligeramente superior a la de la Cachaza y el Suelo.

La Densidad aparente (D_a) y la Densidad real (D_r) fueron superiores en la Zeolita, seguida del Suelo y la Cachaza; y el E. vacuno reportó los valores más bajos para estos parámetros. Según Luis y Martín (2003) la mayoría de los suelos poseen una Densidad real del orden de $2.50 - 2.65 \text{ Mg / m}^3$ y que la capa arable de los suelos minerales, con un contenido de Materia Orgánica menor del 3 % tienen comúnmente de 2.30 a 2.70 Mg / m^3 , así como, que la misma influye en el valor de la Densidad real haciendo disminuir ésta.

Los mayores porcentajes de poros totales se encontraron en el E. vacuno y el menor en la Cachaza, encontrándose los valores para el Suelo y la Zeolita entre los reportados por las fuentes anteriores. El E. vacuno posee el mayor porcentaje de poros repletos de agua, seguido de la Cachaza y el Suelo respectivamente; luego aparece con el valor más bajo la Zeolita. Asimismo, el mayor porcentaje de poros de aireación se halló en el E. vacuno y después en la Zeolita; el Suelo y la Cachaza mostraron los porcentajes más bajos de poros de aireación. Entre las propiedades físicas más notables de los minerales zeolíticos se encuentran su baja densidad (muy livianos), su elevado poder de absorción y la gran facilidad para la deshidratación según lo descrito por Arozarena (1999); su volumen está constituido en un 50 % de espacio poroso, sin cambiar su estructura, por lo que pueden rellenarse de líquidos o gases en ciclos repetidos.

Para las mezclas (**Tabla 5**) cuando se utilizó la Cachaza y el Suelo la W_n y la W_h disminuyen al disminuir el contenido de Cachaza y aumentar el de Suelo en las

mezclas, logrando la mezcla de Cachaza-Suelo 3:1 los porcentajes superiores para ambas variables.

La Densidad aparente y la Densidad real aumentan con la disminución de las proporciones de la fuente orgánica y el incremento del suelo, resultando los valores superiores para el sustrato compuesto por Cachaza-Suelo 1:3.

Los mayores porcentajes de poros totales (67,47), repletos de agua (5,25) y de aireación (62,32) se hallaron en las mezclas Cachaza-Suelo 3:1 (C-S 3:1) descendiendo estos parámetros para las mezclas Cachaza-Suelo 1:1 (C-S 1:1) y Cachaza-Suelo 1:3 (C-S 1:3) respectivamente. Moreno *et al.* (2002) demostraron que un sustrato no puede ser ni muy húmedo ni muy seco (es decir impermeable), donde sus proporciones garanticen una buena relación poros de aire y de agua para el desarrollo exitoso del sistema radicular de la especie vegetal en cuestión.

En las mezclas de Cachaza con Zeolita, la W_n y la W_h descienden con la disminución de la Cachaza y el aumento de la Zeolita al formarse las mezclas para los sustratos, y la Densidad aparente y la Densidad real aumentan con la reducción de la fuente orgánica y el incremento de la Zeolita. La Materia Orgánica es un componente activo del sustrato, su incorporación mejora la estructura del espacio poroso, disminuye la densidad e incrementa la humedad. Los mayores porcentajes de poros totales (68,25), repletos de agua (6,29 %) y de aireación (62,34 %) se encontraron en la mezcla Cachaza- Zeolita 3:1 (C-Z 3:1), siendo inferiores para Cachaza-Zeolita 1:1 (C-Z 1:1) y la Cachaza-Zeolita 1:3 (C-Z 1:3) sucesivamente. Un sustrato se considera apto físicamente si contiene entre 10 y 35 % de aire y 25-35 % de agua fácilmente disponible sobre la base del espacio poroso total, Moreno *et al.* (2002).

Al mezclar el E. vacuno con el suelo (**Tabla 5**) los porcentajes de W_n y W_h más elevados se reportaron en la combinación E. vacuno-Suelo 3:1 (E. V-S 3:1), resultando inferiores para las mezclas E. vacuno-Suelo 1:1 (E. V-S 1:1) y E. vacuno-Suelo 1:3 (E. V-S 1:3); estos disminuyen cuando se igualan o aumentan las proporciones de Suelo y se reduce la fuente orgánica, encontrándose valores muy altos en la mezcla E. vacuno-Suelo 3:1 (E. V-S 3:1) que fueron superiores a los obtenidos al mezclar la Cachaza con los otros componentes. A medida que

aumenta la relación Suelo-Materia Orgánica a favor del segundo componente, el contenido de humedad se incrementa, por lo que se reafirma lo planteado en el Manual Técnico de Organopónicos y Huertos Intensivos de utilizar proporciones mayores del 50 % de Materia Orgánica en las mezclas para la preparación de los sustratos, Cuba. MINAGRI (2000).

La Densidad aparente y la Densidad real aumentaron con el incremento del Suelo y la disminución del E. vacuno en las combinaciones. Los mayores porcentajes de poros totales (78,65), repletos de agua (15,33) y de aireación (63,32) se localizaron en la mezcla E. vacuno-Suelo 3:1 (E. V-S 3:1), disminuyendo para las combinaciones E. vacuno-Suelo 1:1 (E. V-S 1:1) y E. vacuno-Suelo 1:3 (E. V-S 1:3). Con el aumento de la Densidad aparente disminuyen los contenidos de poros totales, manifestándose también que con el incremento de la porosidad el sustrato este resulta más esponjoso lo cual ocurre también con los suelos.

De la misma manera hay un descenso de la W_n y la W_h con el aumento de la Zeolita y la merma del E. vacuno en las proporciones; sin embargo, la Densidad aparente y la Densidad real aumentan cuando se establecen estas mismas condiciones al contrario de lo que ocurre con la humedad. El componente granulometría más fina define el estado físico del sustrato. Moreno et al. (2002) notaron como la presencia de Zeolita con granulometría 1-3 mm en proporciones de 10 al 30 % reducen, considerablemente el contenido de aire en el sustrato. Por tanto, es necesario que se tenga en cuenta esta relación agua-aire en la preparación de los sustratos con el objetivo de garantizar el éxito productivo.

También los mayores porcentajes de porosidad total, poros llenos de agua y de aire disminuyen con esta condición en los sustratos, es decir, al disminuir la fuente orgánica o igualarse con la mineralógica y al aumentar ésta. Los mayores porcentajes de poros totales se hallaron en el E. vacuno-Zeolita 3:1 con 77,33; poros de agua con 11, 97 y poros de aire con 65,36. Después disminuyen estas variables para la mezcla de E. vacuno-Zeolita 1:1 y son mucho menor en el sustrato E. vacuno-Zeolita 1:3.

Es de destacar que la Humedad natural e higroscópica es muy superior también en estas mezclas a cuando se utilizó la Cachaza mezclada con la Zeolita, excepto la Humedad higroscópica en las mezclas E. vacuno-Zeolita 1:1 y 1:3 que alcanzaron los mismos valores que Cachaza-Zeolita 1:1 y 1:3 con un porcentaje de 2,13. Así como E. vacuno-Suelo 1:3 y Cachaza-Suelo 1:3 también con el mismo porcentaje de 2,13. Sin embargo, la Densidad aparente y Densidad real son inferiores en estas mezclas de E. vacuno con respecto a las formadas por la Cachaza a excepción de la Dr del sustrato E. vacuno-Zeolita 3:1 y E. vacuno-Zeolita 1:1. La información acerca de la porosidad también es superior en las mezclas del E. vacuno tanto con el Suelo como con la Zeolita con respecto a las formadas por la Cachaza con las mismas fuentes antes mencionadas. La Materia Orgánica es un componente activo del sustrato; su incorporación mejora la estructura del espacio poroso, disminuye la densidad e incrementa la humedad lo que trae consigo una mejor permeabilidad del suelo y / o sustrato de acuerdo con Moreno et al. (2002).

4.2. RIQUEZA AGROQUIMICA DE LAS FUENTES Y LOS SUSTRATOS EN ESTUDIO.

Se ofrecen en la **Tabla 6** las características químicas (**en base seca y húmeda**) de la Cachaza y el E. Vacuno. En el momento de los análisis de estas fuentes orgánicas la humedad de campo fue superior en la Cachaza que en el E. vacuno en un 9,2 %.

El pH tanto para la Cachaza como para el E. vacuno estuvo próximo a 7,0; manifestándose ligeramente superior en este último abono orgánico, Pinzón (2004) informa de pH para la Cachaza de 7,5 y el ICA (1990) reportó pH para el E. vacuno entre 7 y 8.

En base húmeda los porcentajes de Materia Orgánica oscilaron entre el 20 y el 24 % siendo más alto en el E. vacuno.

Los porcentajes de Nitrógeno alcanzaron valores muy cercanos entre ellos y se localizaron alrededor del 1% de este elemento; el contenido de Fósforo resultó

muy superior en la Cachaza y el de Potasio inferior para este componente con sólo un 0,05 %. Estos contenidos relacionados con el N, P y K son lógicos ya que la Cachaza es una fuente orgánica rica en P y pobre en K (Peña, 2003; Paneque y Calaña, 2004). Para el Calcio (Ca) los parámetros encontrados en la Cachaza están algo más de 2 veces por encima de los reportados por el E. vacuno, lo cual se explica porque la Cachaza es producto del proceso de clarificación de los jugos de la caña en la industria azucarera, por medio de la alcalinización con $\text{Ca}(\text{OH})_2$ y la aplicación de calor (Paneque y Bertolí, 1998; Peña, 2003; Paneque y Calaña, 2004). Los contenidos de Magnesio (Mg) resultaron ser de 0,29 % para la Cachaza y de 0,49 % para el E. vacuno.

En base seca el contenido de Materia Orgánica fue superior en la Cachaza alcanzando un 57,8 %, resultando ser de un 51,3 % para el E. vacuno. Pinzón (2004) reportó recientemente un porcentaje de 55.7 para la Cachaza. Los contenidos de N en ambos componentes de origen orgánico oscilaron entre el 2,0 y el 3,0 % siendo superior en la Cachaza; el contenido P casi duplicó su tenor en la Cachaza y el K fue notablemente inferior en ésta. El Ca por su parte se comportó algo más de 2 veces, más elevado en la Cachaza que en el E. vacuno y el Mg algo más de 1,5 veces su contenido en el E. vacuno en comparación con la Cachaza. Resultados muy similares para la Materia Orgánica y para los demás elementos han sido informados por el ICA (1990) y Paneque y Bertolí (1998).

Durante muchos años los abonos orgánicos fueron la única fuente utilizada para mejorar y fertilizar los suelos (Russell, 1967) citado por Paneque y Calaña (2004). Primero en sus formas simples (residuos de cosecha, rastrojos y estiércoles de animales) y después en sus formas más elaboradas “compost” (Rosabal, 2002; Suárez *et al.*, 2002) y también el humus de lombriz que en los últimos años su uso se ha generalizado (Noriega, 1998; Cuesta, 2002).

Respecto a los componentes minerales (**Tabla 7**) el pH en agua resultó ser de 7,6 y 9,4 para el Suelo y la Zeolita respectivamente, o sea, el Suelo catalogado como ligeramente alcalino (Martín, 2000), valores de 7,5 para el pH fueron informados por (Pinzón, 2004) para un suelo de estas características, y la Zeolita con carácter básico. El Suelo reportó un contenido de Materia Orgánica por debajo de 3,0 % lo

cual se corresponde con un Suelo de este tipo considerado como bajo (Martín, 2000). También Pinzón (2004) informa para un tipo de suelo similar contenidos de Materia Orgánica de 2,15 %. El Suelo manifestó un contenido medio de Fósforo y la Zeolita reportó el más bajo, arrojando una diferencia entre ambos componentes solo de 15 ppm a favor del Suelo. El K, Ca y Na expresados en cmol. kg⁻¹ fueron más altos los valores 4,3; 1.63 y 86,8 veces respectivamente en la Zeolita que en el Suelo. Jasieva *et al.* (1987) plantearon que la Zeolitas saturadas de P y K han desplazado sustancialmente a las mezclas de superfosfato doble y cloruro de potasio. Por otra parte el mayor contenido de Magnesio se encontró en el Suelo.

Se brindan en la **Tabla 8** los contenidos de los principales elementos nutritivos determinados por el laboratorio de análisis de suelo del INCA, así como el pH y la Materia Orgánica de cada una de las mezclas empleadas como sustratos. En el caso de las mezclas de Cachaza los pH oscilaron desde 7,3 hasta 8,2 ubicándose los valores inferiores en las mezclas Cachaza-Suelo 3:1 y Cachaza-Zeolita 3:1 respectivamente, Pinzón (2004) encontró valores para mezclas de Cachaza con Suelo de 6,8; es decir, inferiores al Suelo y la Cachaza que ella utilizó para las mezclas en 0,8 y 0,7 unidades respectivamente. Esto se corresponde con lo planteado por Moreno *et al.* (2002) de que la Materia Orgánica contribuye en su descomposición a disminuir el pH por la liberación de dióxido de carbono y ácidos orgánicos.

Los porcentajes de Materia Orgánica fueron disminuyendo con la reducción del volumen de Cachaza en las mezclas cuando estas se hicieron con Suelo y la Zeolita, aunque en esta última los porcentajes resultaron idénticos tanto para cuando se usaron una y tres partes de Zeolita en las mezclas con la Cachaza. Los contenidos de Fósforo fluctuaron entre 2000 y 4600 ppm siendo superiores en las mezclas de Cachaza con Zeolita. El Potasio fue disminuyendo ligeramente al ser menor el volumen de Cachaza en el sustrato. Y en las mezclas con Zeolita estos valores manifestaron la misma tendencia a la disminución pero a su vez resultaron muy superiores a los contenidos de Potasio encontrados en las mezclas de Cachaza-Suelo. El Calcio se comportó con valores bastante altos siendo superiores

en las mezclas de Cachaza con Zeolita en comparación con las mezclas formadas por Cachaza y Suelo, a excepción de la mezcla Cachaza-Suelo 3:1. Estos contenidos de Ca descienden con la reducción de la Cachaza con respecto al Suelo y aumentan con la reducción de la Cachaza y el incremento de la Zeolita.

Los valores de pH para las mezclas de E. vacuno fluctuaron entre 7,2 y 8,3 logrando la mezcla E. vacuno-Suelo 3:1 el menor valor y la E. vacuno-Zeolita 1:3 el más elevado. Los porcentajes de Materia Orgánica disminuyen con la reducción del E. vacuno en los sustratos, resultando superiores en los sustratos formados por las mezclas E. vacuno-Suelo 3:1 y E. vacuno-Zeolita 3:1, disminuyendo para las otras relaciones tanto en las mezclas con Suelo como con la Zeolita. El contenido de Fósforo fluctuó entre 1550 y 3500 ppm, estos contenidos son muchos menores que los encontrados en los sustratos formados por Cachaza con Suelo y Zeolita, estos se reducen al bajar las cantidades de E. vacuno en los sustratos y es superior en las mezclas con Zeolita que con las de Suelo. En todos los casos estos tenores son inferiores en las mezclas de E. vacuno que en las de Cachaza tanto con Suelo como con Zeolita. Los contenidos de Potasio son superiores en las mezclas de esta fuente orgánica que en la de Cachaza y descienden con el aumento del Suelo ocurriendo lo mismo cuando el E. vacuno se mezcla con la Zeolita. El Calcio desciende con la disminución de la Cachaza mezclada con el Suelo y aumenta considerablemente con el incremento de la Zeolita en las relaciones para formar las mezclas por los altos contenidos de este elemento en el material zeolítico. El Magnesio disminuye con el aumento del Suelo y aumenta con la Zeolita en las mezclas y es mucho más alto en las mezclas con esta última fuente. Cuando se mezcló el E. vacuno con el Suelo también los contenidos de Mg fueron disminuyendo con la menor proporción de la fuente orgánica en las mezclas, ocurriendo una disminución también en los sustratos compuestos por E. vacuno con Zeolita al igualarse las proporciones o cuando la Zeolita predominó en las mezclas. El Sodio disminuye con el aumento del Suelo en las proporciones del sustrato y se eleva cuando la Zeolita incrementa sus proporciones en estos, tanto en los sustratos formados por Cachaza como en los compuestos por E. vacuno, encontrándose los contenidos más altos en las mezclas con Zeolita, lo cual explica

el carácter sódico de estos materiales zeolíticos. De acuerdo con (Cuba. MINAGRI, 1991) la elevada capacidad de retención de agua y de Intercambio Catiónico de la Zeolita y el considerable contenido de K, Ca y Mg, condicionan la utilización de la Zeolita como mejorador del Suelo y materia prima para el medio nutricional de las plantas.

Las características de los abonos orgánicos están regidas por su contenido de Materia Orgánica, la naturaleza de los materiales que participaron en su formación y del proceso de oxidación y descomposición a que fueron sometidos los residuos orgánicos (Paneque y Calaña, 2004). En los últimos años se ha manifestado evolución y desarrollo notables con relación los conceptos, necesidad, posibilidad, formas y métodos para la utilización y aplicación de los abonos orgánicos (Vega *et al.*, 2002; Vilches *et al.*, 2002).

4.3. RESULTADOS DEL TRABAJO EXPERIMENTAL.

4.3.1. SERIE 1. EXPERIMENTO No 1.

En la **Figura 1** se ilustra el comportamiento de la altura, cantidad de hojas y área foliar a los 60 días después de plantadas las vitroplantas en los cepellones (ddp). Se observa como todas las variables en estudio mostraron interacción Sustrato-Micorriza. La mayor altura de las posturas las lograron las plantas adaptadas en el sustrato Cachaza-Suelo 3:1 + HMA, las que difirieron de las adaptadas en otras mezclas; se sitúa con otro buen resultado para esta variable las desarrolladas en Cachaza-Zeolita 3:1 + HMA, las que fueron estadísticamente igual a las del sustrato Cachaza-Suelo 3:1 sin inocular. Alonso *et al.* (1995) reportaron mayores alturas en plantas micorrizadas de banano. Las posturas desarrolladas en otros medios lograron alturas muy inferiores a las de las plantas señaladas anteriormente.

La emisión foliar a los 60 ddp mostró interacción Sustrato-HMA con diferencias significativas para los tratamientos. La mayor cantidad de hojas activas se lograron en las plantas de los sustratos Cachaza-Suelo 3:1 + HMA difiriendo de las de los demás tratamientos y las de Cachaza-Zeolita 3:1 + HMA que solamente no mostraron diferencias con las plantas del sustrato Cachaza-Suelo 3:1 sin inocular.

Los demás sustratos, incluso inoculadas las plantas con HMA no fueron idóneos para lograr las mayores cantidades de hojas. Serrano (1990) apuntó que cada especie de planta requiere una composición distinta de las mezclas para sustratos y más aún esta mezcla debiera ser diferente según los distintos estadios del ciclo de la planta.

La producción de área foliar reportó interacción Sustrato–HMA. La mayor superficie foliar la obtuvieron las plantas de los sustratos Cachaza–Suelo 3:1 + HMA con diferencias estadísticas para las adaptadas en todos los demás medios de adaptación y se ubicaron después de éstas, las adaptadas en Cachaza–Zeolita 3:1 + HMA las que no difirieron de las de Cachaza-Suelo 3:1 sin inocular. Los resultados inferiores de esta variable se ubicaron en: las que se establecieron con proporción de Zeolita 1 y 3 en las mezclas con la Cachaza (incluso con HMA), las formadas por la Cachaza sola y las de Cachaza–Suelo 1:1 + HMA. Lara (1999) expresó que la planta puede ser cultivada y sobrevivir en cualquier medio de cultivo si las raíces pueden penetrar el sustrato.

Los sustratos Cachaza 100; Cachaza-Suelo 1:1; Cachaza-Suelo 1:3; Cachaza–Zeolita 1:1 y Cachaza–Zeolita 1:3 no reunieron las condiciones hidrofísicas y agroquímicas necesarias para la adaptación de vitroplantas, ya que el crecimiento y desarrollo de las vitroplantas se comportó mucho más lento en estos sustratos, lo cual puede atribuirse quizás, a la influencia de las propiedades físicas logradas por estas mezclas que alcanzaron una mayor compactación por mostrar una D_a y D_r más elevada, disminuyendo la cantidad de aire y humedad en esta combinaciones de sustratos. Según Cuba. MINAGRI (1991) la Zeolita se puede utilizar como componente del medio nutritivo, empleándose en mezclas con materiales como estiércol, turba y aserrín hasta en una proporción del 60 %. Sin embargo, en la adaptación mediante la tecnología de cepellones de la especie vegetal que nos ocupa, debemos tener en cuenta los resultados encontrados en estos trabajos, donde las mezclas con Zeolita arrojaron los mejores resultados cuando se empleó la relación de tres partes del abono orgánico y una del material zeolítico. Los altos contenidos de Sodio parecen

tener también influencia negativa sobre los coloides organo-minerales que se encuentran en los sustratos con una alta proporción de Zeolita.

4.3.2. SERIE 1. EXPERIMENTO No 2.

En la **Figura 2** se ilustra la interacción Sustrato-HMA para todas las variables en estudios a los 60 (ddp) en este experimento. El porte de las plantas fue superior en el sustrato Cachaza–Suelo 3:1 + HMA, el cual difirió de los demás tratamientos, el otro resultado mejor se alcanzó en la Cachaza–Zeolita 3:1 + HMA que fue estadísticamente igual a los resultados de las de Cachaza–Suelo 3:1 sin inoculación lo cual pone de manifiesto la calidad de esta mezcla. La utilización como sustrato agrícola de las Zeolitas cubanas está fundamentada en las importantes cualidades físicas, químicas y fisicoquímicas, de acuerdo con una correcta metodología basada en el tratamiento del mismo con soluciones de carga de diversa calidad química (Arozarena, 1999). Suwandi (1993) citado por Arozarena (1999) investigando dos tipos de soluciones y seis sustratos empleando pimiento como planta índice, informó que no hubo diferencias asociadas al manejo de la nutrición vegetal en el sistema, y si para los sustratos, manifestándose la posible influencia de este componente del sistema, en los resultados de la nutrición vegetal. Este comportamiento pudiera estar relacionado con el tamaño de las partículas que componen los mismos, que es generalmente mucho mayor que en los suelos, Moreno *et al.* (2002).

Los resultados de altura inferiores para este momento de evaluación se hallaron en las plantas de las mezclas Cachaza–Zeolita 1:3 con y sin HMA y en los sustratos Cachaza–Zeolita 1:1 inoculados o no inoculados. Esto se explica porque la Zeolita en igual o mayor proporción que la fuente orgánica produce una mayor compactación del sustrato al aumentar la densidad aparente, reducirse el porcentaje de poros totales, de agua y de aire; lo cual impide la penetración adecuada de las raíces, afectándose por tanto el desarrollo de las plántulas y produciéndose una influencia negativa para el establecimiento y funcionamiento de la simbiosis micorrízica. Esto pudiera deberse además, a los elevados contenidos de Na cuando se emplea la Zeolita por ser este elemento dispersante de los

coloides organo-minerales en estos sustratos, al igual que como ocurre en el Suelo cuando los contenidos de este elemento son muy elevados.

La cantidad de hojas activas a los 60 ddp también mostró interacción y diferencia significativa entre los tratamientos, lográndose la mayor cantidad de hojas en las vitroplantas adaptadas en Cachaza–Suelo 3:1 + HMA las que difirieron de las de todos los tratamientos; ubicándose después las de Cachaza–Suelo 1:3 y la Cachaza–Zeolita 3:1 ambas inoculadas, las que fueron diferentes estadísticamente al resultado logrado por las del sustrato anterior, también lo fueron entre ellas y con el resto de los tratamientos en estudio, los cuales reflejaron valores mucho más inferiores para esta variable donde se encontraron: los reportados por las establecidas en Cachaza–Suelo 1:1, Cachaza–Suelo 1:3 y todos los tratamientos de los sustratos Cachaza–Zeolita 1:1 y Cachaza–Zeolita 1:3 con y sin HMA. Según Sempere y Santamarina (2001) siempre que nos encontremos con esta relación (HMA-Planta) vamos a obtener en la mayoría de los casos, un mayor crecimiento y desarrollo de la planta, así como una mayor predisposición de ésta, ante las distintas condiciones de estrés producidas por ecosistemas donde se implantan.

La producción de superficie foliar a los 60 ddp alcanzó el mayor valor en las posturas que crecieron en el sustrato Cachaza–Suelo 3:1 + HMA siendo superior a las logradas por los demás tratamientos y diferente estadísticamente a la alcanzada por las plantas de esos sustratos y el otro valor de importancia, lo lograron las de Cachaza–Zeolita 3: 1 + HMA, el que también resultó ser diferente desde el punto de vista estadístico a las de los demás sustratos evaluados.

Esto se pudiera explicar porque esta mezcla logró los valores de Humedad natural y Humedad higroscópica superiores a las otras mezclas constituyendo al parecer una humedad óptima; así como, los menores valores para la Densidad aparente y la Densidad real lo cual permite un buen desarrollo de las vitroplantas en este medio, el cual resulta favorable también para una adecuada simbiosis Planta-Hongo.

Además, los mayores porcentajes de poros totales, repletos de agua y de aireación se hallaron en la mezcla Cachaza-Suelo 3:1 descendiendo estos parámetros para los demás medios, factores que también fueron decisivos para el logro de estos resultados.

Los sustratos menos eficientes para esta variable fueron los de Cachaza–Zeolita 1:1 y 1:3 con y sin inoculación, los de Cachaza–Suelo 1:3 y 1:1 y los de Cachaza pura. Estos no fueron adecuadas como sustratos y tampoco lograron ser eficientes aún cuando se les aplicó Micorrizas Arbusculares, inoculante que en otras mezclas logra mejorar la actividad biológica de los sustratos, por lo cual también se mejora la calidad biológica de las posturas, se acelera el crecimiento y desarrollo de las mismas consiguiendo reducir en más del 30 % el período de adaptación de las vitroplantas (+30 días), lo cual implica incrementar el volumen de producción de posturas y mejorar la comercialización y los ingresos de la Biofábrica. Ruiz (1997) aplicando el inóculo micorrizógeno logró reducir esta fase entre 15 y 20 días.

Los resultados de este segundo experimento reafirman que la interacción Sustrato–Micorriza definen al tratamiento Cachaza–Suelo 3:1 + HMA como el de mejores condiciones para la adaptación de vitroplantas; dejando claro, que este sustrato sin inoculación también proporciona las condiciones hidrofísicas y químicas equilibradas para estos fines. El sustrato formado por Cachaza-Suelo 3:1 reportó el de pH más cercano a la neutralidad que es donde se hacen los nutrientes más disponibles para las plantas. Rivera *et al.* (2003) sitúan al pH como factor relevante, que determina en muchos casos la eficiencia del endófito, el porcentaje de germinación de esporas y el desarrollo de las Micorrizas Arbusculares.

Parece ser que los % de Materia Orgánica próximos a 12, son los más apropiados para una adecuada nutrición y simbiosis micorrízica de esta especie vegetal. Aún cuando la información sobre el efecto de la Materia Orgánica en los HMA a escala internacional es limitada, algunos investigadores (Martínez, 1986) han informado que ésta constituye un elemento importante a considerar en la efectividad de los HMA, además de contribuir con la fertilidad y propiedades físicas de los suelos. Rodríguez *et al.* (2002) reportaron para otras especies vegetales contenidos adecuados de Materia Orgánica en porcentajes del 12 %.

Fernández (1999); Ruiz (2001) y Rivera *et al.* (2001) consideran que otro factor determinante en la efectividad simbiótica es el tipo específico de suelo o sustrato, o más aún las concentraciones o el equilibrio de nutrientes en la solución de éstos, la

velocidad de mineralización de la materia orgánica, la Capacidad de Intercambio Catiónico y en especial los niveles de Ca^{++} .

En la **Tabla 9** aparecen los índices de eficiencia para el área foliar (Experimento No 2). El mayor I. E. a los 60 ddp, empleando los sustratos con Cachaza, fue alcanzado por las posturas que cumplieron su ciclo de adaptación en el sustrato Cachaza–Suelo 3:1 + HMA (91.4%), otro resultado elevado lo alcanzaron las de Cachaza–Zeolita 3:1 + HMA (86.4 %); reportándose los valores más bajos en las de los demás tratamientos, lográndose la menor eficiencia para las que vivieron en las mezclas Cachaza-Zeolita 1:1 (4.3 %) y Cachaza-Zeolita 1:3 (5.0 %). La riqueza del sustrato influye sobre la eficiencia de la micorrización, en un sustrato con una alta disponibilidad de nutrientes ésta se inhibe (Rivera *et al.*, 2003),

En la **Figura 3** se muestra la Masa seca para cada tratamiento del Experimento No 2, donde se produjo interacción Sustrato-Micorriza, reflejándose incrementos en las plantas inoculadas, a excepción de las establecidas en la Cachaza pura y Cachaza–Zeolita 1:3.

La mayor acumulación la alcanzaron las vitroplantas inoculadas del sustrato Cachaza–Suelo 3:1, las que difirieron del resto de los tratamientos y con incrementos del 63.4 % con relación a las no inoculadas en ese propio sustrato, se puede destacar también los resultados de las posturas del sustrato Cachaza–Zeolita 3:1 también inoculado con la HMA con un incremento del 40 %, como el mejor cuando se usó la Zeolita; no reportándose incremento alguno en las posturas del sustrato Cachaza-Zeolita 1:3 + HMA, ni en los de Cachaza pura con inoculación. Ruiz (1997) encontró estudiando cepas de Micorrizas incrementos del peso seco de las vitroplantas de 50, 39 y 38 % para las mejores cepas.

En la **Figura 4** se presentan los resultados alcanzados por las variables fúngicas en el Experimento No 2, reflejándose interacción de los tratamientos para la Colonización, la Densidad Visual y el Endófito Arbuscular. Los mayores porcentajes de colonización de las raíces del banano lo obtuvieron las posturas

establecidas en los sustratos Cachaza–Suelo 3:1 + HMA, las que fueron estadísticamente diferentes a las de los demás tratamientos, en el resto de los sustratos la colonización es mucho más baja.

La mayor Densidad Visual fue encontrada en la simbiosis de las vitroplantas inoculadas que se desarrollaron en la mezcla Cachaza-Suelo 3:1, la que reflejó diferencia significativa con las de los demás tratamientos y también logran un valor aceptable en las plantas de la mezcla Cachaza-Zeolita 3:1, en el resto, los valores son muy bajos.

Con relación al Endófito Arbuscular los valores de intereses se localizaron en las plantas adaptadas en el sustrato compuesto por Cachaza–Suelo 3:1 y que recibió la Micorriza, el cual resultó ser diferente al resto de los tratamientos. Ruiz (1997) reportó resultados para estas variables estudiando la micorrización del banano.

En la **Figura 5** se presentan los contenidos foliares de N, P, K alcanzados por cada uno de los tratamientos del Experimento No 2, donde se presentó interacción entre Sustrato-Micorriza para los tres elementos. En el caso del Nitrógeno todas las plantas inoculadas mostraron una concentración superior excepto para las que se adaptaron en la mezcla Cachaza-Zeolita 1:3, encontrándose los máximos tenores en las posturas adaptadas en el sustrato Cachaza-Suelo 3:1+ HMA, sin diferir de las de las mezclas Cachaza-Suelo 1:1 y Cachaza-Zeolita 3:1 ambas inoculadas también. Los HMA a pesar de que no son capaces de fijar N₂ atmosférico, favorecen su adquisición a través de efectos indirectos y de un aumento en la absorción del N del suelo. Así como ocurre con el Fósforo, las hifas y raicillas colonizadas son capaces de tomar el N del suelo en varias formas y transferirlo a las plantas (Siqueira y Franco, 1988).

Con relación al Fósforo los tenores mayores se hallaron en las plantas establecidas en las mezcla Cachaza-Suelo 3:1 inoculadas, las que difirieron estadísticamente de las de los demás tratamientos. Otro valor de interés fue obtenido por las vitroplantas de Cachaza-Zeolita 3:1 con HMA con una

significación estadística igual a las de Cachaza-Suelo 1:3 biofertilizadas y todas las vitroplantas tratadas con el biofertilizante incrementaron el contenido del elemento. Ocurre con el P, que las hifas y raicillas colonizadas son capaces de tomarlo del suelo en varias formas y transferirlo a las plantas (Siqueira y Franco, 1988).

Para el Potasio el contenido más elevado se determinó en las plantas biofertilizadas con HMA del sustrato Cachaza-Suelo 3:1, cuyos resultados mostraron diferencias significativas con las logradas por las vitroplantas de otros sustratos. No se reportaron incrementos en las concentraciones de las posturas que crecieron en los sustratos: Cachaza pura, Cachaza-Zeolita 1:1 y 1:3. El potasio y el Magnesio son comúnmente encontrados en altas concentraciones tanto en las plantas micorrizadas como en las que no lo están. Estos elementos se mueven con mayor facilidad en la solución del Suelo que el P y aún no se ha encontrado el mecanismo de transporte directo de estos iones por parte de las Micorrizas, además en algunos casos la elevada absorción de estos nutrientes coincide con el efecto indirecto para eliminar deficiencias de P (Sieverding y Toro, 1988).

4.3.3. SERIE 2. EXPERIMENTO No 3.

A los 60 ddp (**Figura 6**) se encontró interacción sustrato-HMA-planta. Las posturas del sustrato E. vacuno–Suelo 1:1 inoculadas lograron una altura superior a las de los demás tratamientos, con las que demostraron una marcada diferencia significativa; reportando este propio sustrato sin aplicación del biofertilizante la segunda altura de importancia, la que también mostró ser diferente al resto de las plantas de los otros sustratos de adaptación, y como, otro valor de interés para esta variable, lo lograron las posturas de E. vacuno–Suelo 3:1 + HMA. Los portes más bajos se obtuvieron en las de los sustratos con más cantidad de Suelo en la relación, así como en los formados por Zeolita y en el del E. vacuno puro, no reportándose incrementos en los tratamientos inoculados de las mezclas formadas por E. vacuno con Zeolita. Esto quizás se

deba porque en unos casos tienden a retener demasiado la humedad y en otros se crea una gran compactación, que causa influencias negativas sobre el desarrollo de las raíces, y del establecimiento y desarrollo de la simbiosis micorrízica. A esto pudiera agregarse el efecto negativo de los altos contenidos de Na en la composición de la Zeolita, lo que provoca la dispersión de los coloides organo-minerales en los sustratos y entonces los nutrientes no quedan a disposición de las vitroplantas, afectándose por tanto la nutrición y también el proceso de la simbiosis. Según Cano *et al.* (1992) el exceso de agua es perjudicial para el hongo y por tanto para la micorrización ya que en saturación de agua, las plantas desarrollan un tipo de raíces gruesas y no producen raíces micorrizables.

Durante esta evaluación pudimos conocer que la mayor cantidad de hojas se encontraron en las posturas del E. vacuno–Suelo 1:1 + HMA sin diferir de las alcanzadas por las posturas de los sustratos: E. vacuno–Suelo 1:3 y E. vacuno–Zeolita 3:1 con y sin aplicación de Micorriza, así como en las de E. vacuno puro inoculado. Las menores cantidades las reportaron las plantas de E. vacuno con Zeolita en la relación 1:3 inoculada.

A los 60 ddp la superficie foliar se define a favor de las posturas del sustrato E. vacuno–Suelo 1:1 + HMA mostrando ser diferente estadísticamente al resto de las plantas adaptadas en otros sustratos; resultando además, que esta variable mostró ser importante también en este mismo sustrato sin inocular, cuyo resultado para esta variable fue diferente a las del resto de las mezclas, a excepción de las plantas que se desarrollaron en E. vacuno–Zeolita3:1 + HMA. No se reportó incremento del área foliar en las vitroplantas de los sustratos: E. vacuno puro, E. vacuno-Suelo 1:3 y las de las dos relaciones de E. vacuno con Zeolita.

4.3.4. SERIE 2. EXPERIMENTO 4.

A los 60 ddp (**Figura 7**) también en general hay una influencia positiva de la Micorriza sobre el sustrato y la planta. La tendencia es parecida a lo ocurrido en el experimento anterior, destacándose las plantas de la mezcla E. vacuno–Suelo 1:1 + HMA y las de E. vacuno–Suelo 3:1 que aunque fueron diferentes

estadísticamente entre ellas, también mostraron esta condición con relación al resto de las variantes estudiadas. De la Noval *et al.* (1997) encontraron la mejor respuesta de esta variable empleando el mismo sustrato y la misma relación en la mezcla al aplicar Micorrizas Arbusculares.

Lo mismo ocurre para las hojas, donde la mayor cantidad de este órgano se halló en el sustrato de adaptación E. vacuno–Suelo 1:1 + HMA, que fue diferente significativamente a las del resto de los tratamientos, después se ubicaron las de los sustratos E. vacuno–Suelo 3:1 y E. vacuno-Zeolita 3:1 inoculadas con la Micorriza. Las de los sustratos con más cantidad de Suelo en la relación, las de composición con Zeolita 1:1 y 1:3 y las de E. vacuno puro lograron las menores cantidades de hojas. Sin embargo, De la Noval *et al.* (1997) no encontraron la respuesta de esta variable empleando el mismo sustrato y la misma relación en la mezcla al aplicar este biofertilizante.

En esta evaluación la mayor producción foliar se determinó en las plantas del sustrato E. vacuno–Suelo 1:1 con HMA, quien presentó diferencias significativas con las de todos los tratamientos; otros valores superiores al resto de las plantas de los demás tratamientos se encontraron en E. vacuno–Suelo 3:1 + HMA, las que no mostraron diferencias estadísticas con las de E. vacuno–Suelo 1:1 sin inocular y con E. vacuno–Suelo 1:3 inoculadas, el resto produjeron superficies foliares muy inferiores. Villaseñor *et al.* (1998), determinaron que la Micorriza es esencial para el buen funcionamiento de muchas especies de plantas, en particular en lugares secos y / o pobres en nutrientes.

Los resultados aquí obtenidos confirman la interacción Sustrato–Planta-HMA lograda en el primer experimento, dejando claro la relación E. vacuno–Suelo 1:1 como la mejor mezcla de las estudiadas hasta este momento en la formación del sustrato para esta serie y también; como la influencia de la micorrización de las vitroplantas a la hora del trasplante mejora la calidad biológica de las posturas, sobre todo en la adaptación en la mezcla mencionada anteriormente y también en la de E. vacuno 3:1. De la Noval *et al.* (1997) también reportaron este sustrato como el más indicado en la adaptación de vitroplantas capaz de reducir el período de adaptación cuando fue previamente inoculado.

Al mezclar el E. vacuno con el Suelo los porcentajes de Humedad natural y Humedad higroscópica más elevados se reportaron en la combinación E. vacuno-Suelo 3:1, resultando inferiores para la mezcla E. vacuno-Suelo 1:1 (E. v-S 1:1) que parece ser la más adecuada para esta fase del banano y de la simbiosis micorrízica.

Los mayores porcentajes de poros totales, repletos de agua y de aireación se localizaron en la mezcla E. vacuno-Suelo 3:1, disminuyendo para las combinaciones E. vacuno-Suelo 1:1 y E. vacuno-Suelo 1:3. La Densidad aparente y la Densidad real fueron inferiores a cuando se usó la mayor cantidad de Suelo en el sustrato y también, al reducirse los contenidos de Materia Orgánica tanto con el Suelo como con la Zeolita. Estas informaciones por supuesto ubican las propiedades hidrofísicas de la mezcla E. vacuno-Suelo 1:1 con valores intermedios para estos resultados. Un sustrato adecuado debe adsorber y almacenar una cantidad suficiente de agua, ser fácilmente penetrable por las raíces y además, no ser tan húmedo ni tan seco, ni tan denso (impermeable), Moreno *et al.* (2002).

Por su parte el pH de esta mezcla fue uno de los más bajos de los sustratos formados al mezclar E. Vacuno con Suelo y Zeolita (7,4). Gerdemann y Trappe (1974) informaron distribuciones de *G. mosseae* en suelos alcalinos y Mosse (1972) refirió que *G. fasciculatum* se encontró en suelos ácidos. Sin embargo, De Miranda y De Miranda (1994) determinaron el efecto de la acidez del suelo sobre la eficiencia de los HMA nativos, estudiaron 25 especies y tres niveles de pH: 4,7; 5,3 y 8,0. La especie *G. clarum* fue la más eficiente en el pH más bajo, lo que explica lo controvertido del efecto de éste factor químico. La Materia Orgánica con (10.30 %), así como, un contenido de Fósforo de 1500 ppm (el más bajo de los sustratos estudiados) resaltan como las propiedades químicas más sobresaliente para esta mezcla. Factores como el pH; la conductividad eléctrica y la naturaleza química de los portadores empleados resultan de vital importancia en la preparación de las soluciones nutrientes, en cuya calidad también influyen, además de las ya discutidas propiedades del agua, la iluminación incidente y la temperatura como factores ambientales, Arozarena (1999). Lo dicho para las

soluciones nutritivas se hace válido para los sustratos cuando éstos resultan activos y además de brindar soporte a las plantas toman parte en los procesos de nutrición, tal como ocurre con las Zeolitas. En este caso una cualidad fundamental para su elección es que no resulten competitivos para aquellas en términos de fijación de nutrimentos (Arozarena, 1999).

Siqueira y Franco (1988) han informado que los factores relacionados con la planta, especie, variedad, cultivar, estado nutricional, edad y presencia de compuestos fungistáticos o alelopáticos; ejercen gran influencia sobre la micorrización.

En la **Tabla 10** se reportan los I. E. en la producción de área foliar logradas con la aplicación de Micorrizas Arbusculares en todos los sustratos estudiados para el caso del E. vacuno mezclado con Suelo y Zeolita (Experimento No 4). A los 60 días el mayor índice de eficiencia fue obtenido por las posturas del sustrato E. vacuno-Suelo 1:1 + HMA (83,3); la eficiencia para el sustrato E. vacuno-Zeolita 3:1 + HMA fue de 77,2 % y en los casos del E. vacuno-Zeolita 1:1 y E. vacuno-Zeolita 1:3 inoculados éstos lograron valores muy bajos (4,5 y 9,5 %) respectivamente, y la relación E. vacuno-Suelo 1:1 con HMA con un 12,0 % de eficiencia. La mejor eficiencia para las plantas del sustrato E. vacuno-Suelo 1:1 en la producción de superficie foliar confirma la calidad de esta mezcla para los propósitos que se persiguen y se reafirma, la mala calidad de los sustratos formados por las mezclas que no alcanzaron ser eficientes en este indicador con índices muy bajos a los dos meses de establecidas las posturas en los cepellones, lo cual demuestra que la simbiosis fue muy pobre y no realizó ninguna influencia sobre la plántulas para este indicador. La riqueza del sustrato influye sobre la eficiencia de la micorrización, de forma tal que en un sustrato con una alta disponibilidad de nutrientes ésta se inhibe (Rivera *et al.*, 2003), la que también es afectada cuando el sustrato no reúne las condiciones físicas y agroquímicas necesarias para establecer plántulas en estado de adaptación.

Como se observa en la **Figura 8** se pone de manifiesto en la acumulación de Masa seca la interacción de los sustratos con la aplicación de HMA en el Experimento No 4. Las plantas del sustrato formado por E. vacuno–Suelo 1:1 + HMA acumularon la mayor cantidad de Masa seca, la que resultó diferente desde el punto de vista estadístico a la lograda por las posturas de los otros sustratos de adaptación. El otro valor de interés para esta variable lo consiguieron las posturas de la mezcla E. vacuno-Suelo 3:1 + HMA el que solamente no difirió del tratamiento E. vacuno–Suelo 1:1 sin aplicación del inoculante micorrizógeno, en el resto de los sustratos la producción de Materia seca fue mucho menor. En todos los tratamientos inoculados se encontraron incrementos de las Masa seca a excepción de las plantas de E. vacuno puro, los mayores acumulados se reportaron por las vitroplantas de los tratamientos E. vacuno-Suelo 1:1 (97,1 %), E. vacuno-Suelo 3:1 (75,6 %) y E. vacuno-Zeolita 3:1 (48,1 %). De la Noval *et al.*, (1997) también reportó incremento de esta variable con la aplicación de Micorrizas en este tipo de sustrato.

En la **Figura 9** se muestra la información relativa al funcionamiento de los parámetros micorrízicos, pudiendo comprobarse que hubo interacción de los factores estudiados en el experimento No 4. La Colonización reflejó diferencias significativas entre los tratamientos, siendo superior en la variante inoculada del sustrato E. vacuno–Suelo 1:1; las raíces de las plantas del tratamiento E. vacuno–Suelo 3:1 con HMA fue otro resultado a considerar, el que difirió del logrado por la simbiosis planta-hongo de los otros medios de adaptación. En el resto se alcanzan valores muy bajos. De la Noval *et al.* (1997) reportaron porcentajes de colonización entre 15 y 25 %.

La Densidad Visual alcanzó el valor superior en las raíces micorrizadas de las plantas adaptadas en E. vacuno–Suelo 1:1, la que destacó diferencias estadísticas con las de los demás tratamientos; y el otro resultado de consideración para esta variable, se ubicó en las plantas biofertilizadas de E. vacuno–Suelo 3:1, el resto obtienen valores muy bajos.

Resultados similares a los de Colonización y Densidad Visual, se lograron para el Endófito Arbuscular, a favor de los tratamientos mencionados anteriormente y con idéntica significación estadística. O sea se destacan las plantas micorrizadas del sustrato E. vacuno-Suelo 1:1, mostrando diferencias con el resto de las plantas adaptadas en otros sustratos, el otro valor que pudiera considerarse lo lograron las que vivieron en la mezcla E. vacuno-Suelo 3:1 inoculadas.

Ferrer y Herrera (1991) señalaron que el pH es un factor que puede afectar el desarrollo de la simbiosis de los cultivos con los HMA, que las diferentes especies del hongo tienen distintas preferencias por el pH; por su parte Potty (1984) informó que el pH óptimo para el desarrollo de los HMA es de 5,5 – 6,0.

Según se observa en la **(Figura 10)** se presentó interacción entre Sustrato-Micorriza para los contenidos de N, P, K en el experimento No 4.

Todas las plantas inoculadas mostraron una concentración superior de Nitrógeno, encontrándose los máximos tenores en las plantas inoculadas que se adaptaron en el sustrato E. vacuno-Suelo 1:1, las que difirieron de las de los otros tratamientos y luego se experimentó una disminución para las de los tratamientos con mayor cantidad de Suelo en la relación y para las de los sustratos donde estuvo presente la Zeolita.

Con el Fósforo también hay una concentración más elevada del elemento para las posturas de las mezclas de E. vacuno-Suelo 1:1 tratadas con HMA, alcanzando éstas el mayor tenor, las que fueron diferentes al resto de los resultados desde el punto de vista estadístico. Luego se manifiesta un descenso significativo con el aumento el Suelo y la aparición de la Zeolita, pero a pesar de esto, en todos los sustratos la inoculación incrementó la concentración del elemento en la parte foliar de las vitroplantas.

Para el Potasio sucede algo similar al N y P, la mayor concentración se determinó en las plantas inoculadas del sustrato E. vacuno-Suelo 1:1, las que no difirieron de los tenores de las posturas de las mezclas E. vacuno con y sin inoculación, E. vacuno-Suelo 3:1, E. vacuno-Suelo 1:3 y E. vacuno-Zeolita 3:1 con HMA las

cuales lograron concentraciones más elevadas que las de las plantas del resto de los sustratos. En todos los tratamientos se reportan incrementos de los contenidos del elemento en las plantas biofertilizadas, excepto para el E. vacuno puro. Según Marschner y Dell (1994) la inoculación de las plantas con HMA provoca, de manera general, un marcado incremento en los procesos de absorción y traslocación de nutrientes tales como: P, N, K, Ca, Mg, Zn, Cu, Mo y B.

En la **Figura 11** se presenta el efecto residual de la aplicación de HMA en los estudios de los experimentos No 2 y 4. Los contenidos de esporas para cada sustrato determinados en el muestreo efectuado a los 60 ddp, arrojó que para el caso donde se utilizó como fuente orgánica la Cachaza (Experimento No 2), los mayores valores se hallaron en los sustratos inoculados, encontrándose las cantidades superiores en la rizosfera de las plantas muestreadas de las mezclas Cachaza-Suelo 3:1 y Cachaza-Zeolita 3:1, disminuyendo estos contenidos con el aumento del Suelo y la Zeolita en las mezclas. Klironomos *et al.* (1999) hallaron que tanto las hifas como las esporas tienen una alta variabilidad espacial y temporal.

Riera (2003) estudiando la aplicación de HMA en una secuencia de cultivos, determinó que la densidad de los propágulos que permanecieron en el suelo no fueron suficientes para alcanzar valores similares a cuando esos cultivos fueron inoculados otra vez. Sin embargo, al plantar el tercer cultivo, se muestra que el tratamiento inoculado en los primeros cultivos alcanzó colonización suficiente para prescindir de una nueva inoculación en el tercer cultivo, ya que no encontraron diferencias significativas entre los tratamientos. Por su parte Allen (2001) planteó que la colonización es afectada por la cantidad de inóculos, su composición y la distribución en el suelo.

Para las mezclas con Estiércol Vacuno (Experimento No 4), los contenidos superiores se encontraron en las posturas de los sustratos E. Vacuno-Suelo 1:1 y E. Vacuno-Suelo 3:1 inoculados con Micorriza, resultando inferiores estas cantidades en las vitroplantas de los sustratos con mayor cantidad de Suelo y Zeolita en las proporciones.

Riera (2003) se refirió a que en el segundo año la aplicación de HMA provoca ligeros aumentos con mayores frecuencias de inoculación, lo cual atribuyó a un efecto adicional de los propágulos activos que quedan en el suelo y que influyen en la colonización de los cultivos posteriores a través de esporas, hifas y raíces anteriormente colonizadas. Klironomos *et al.* (2002) encontraron que el género *Glomus* presenta la capacidad de colonización mediante estos tres tipos de propágulos.

Estos resultados encontrados a los 60 después del trasplante de las vitroplantas en sus lechos de adaptación, ofrecen la potencialidad de que puede haber un incremento de los resultados beneficiosos de la simbiosis por estos hongos micorrizógenos, a pesar de que esta especie vegetal no ha sido reportada como un cultivo de gran dependencia micorrízica (Agrotecnia, LTDA, 1995). La permanencia de los HMA inoculados en el suelo dentro de un sistema de rotación de cultivos determinado, no ha sido prácticamente investigada, tanto en Cuba como a escala internacional (Ruiz, 2001). Este propio autor planteó que la inoculación con especies eficientes en cultivos que se asocian “efectivamente” con los HMA permitió la reproducción de propágulos “eficientes” y por consiguiente la “permanencia del inóculo” al menos durante dos-tres cosechas fundamentalmente en base a los porcentajes de colonización. Reafirmando además, que el término “permanencia del inóculo” está asociado con la micorrización eficiente del cultivo que recibió la aplicación y la reproducción de los propágulos dados por el propio proceso de micorrización, a saber: esporas, raíces colonizadas e hifas, todos los cuales permanecen en el suelo después de la primera cosecha y en suficiente cantidad para colonizar eficientemente cultivos posteriores.

La **Figura 12** representa los porcentajes de posturas que lograron sobrevivir en cada sustrato con inoculación y sin ésta. Los sustratos Cachaza-Suelo 3:1 con HMA (experimento No 2) y E. vacuno-Suelo 1:1 (experimento No 4) también biofertilizados fueron los de mayor supervivencia, obsérvese como donde fue mayor la proporción de Suelo y Zeolita hubo altos porcentajes de pérdidas, lo que indica la mala calidad de estas mezclas. Arcos (2001) se refirió a que las

Micorrizas incrementan la supervivencia de las plantas. La capacidad de reciclaje de los recursos orgánicos y la actividad de los microorganismos deben ser favorecidas por las acciones de manejo que se realicen (Gomero *et al.*, 2001) para el logro de la efectividad esperada, en la sustitución de insumos costosos y de la calidad biológica esperada en el trabajo con tecnologías de producción de posturas.

En la **Tabla 11** se expone la comparación de los mejores sustratos evaluados en las mezclas de Cachaza y E. vacuno con Suelo. Los análisis se hicieron aplicando el Test de t de Student, encontrándose diferencias altamente significativas ($p < 0.001$), para el porte de las posturas y el área foliar a los 60 ddp en los cepellones las vitroplantas lo que demuestra que para ese nivel el mejor sustrato resultó el de E. vacuno-Suelo 1:1 inoculado con HMA. Este resultado pudiéramos atribuírselo a su menor Capacidad de Intercambio Catiónico y de Cambio de Bases con respecto al formado por Cachaza-Suelo 3:1, coincidiendo con lo señalado por Rivera *et al.* (2003) de que la riqueza del sustrato y la relación abono orgánico-suelo determinan el proceso de micorrización.

Consideramos además, que también este sustrato reportó no sólo un contenido de Fósforo inferior al de la mezcla con quien se compara, sino el menor contenido de los 14 que fueron objeto de estudios, lo cual facilitó mejor el proceso de micorrización, algunos autores (Gidon y Tenker, 1983; Saif, 1987; Siquiera y Franco, 1988) responsabilizan al contenido de este elemento en la eficiencia de este tipo de simbiosis.

4.3.5. SERIE 3. EXPERIMENTO No 5.

En este experimento se estudiaron las variables: altura de la planta, cantidad de hojas y área foliar a los 60 ddp las vitroplantas en los cepellones.

Como resultado de la evaluación a esta edad (**Figura 13**) la altura superior la alcanzaron las plantas adaptadas con la cepa *G. fasciculatum*®, que mostró diferencias con las demás y la otra altura de consideración la lograron las plantas inoculadas con la cepa *G. fasciculatum*®, es decir, con la misma cepa *G.*

fasciculatum pero esta de carácter comercial (EcoMic®); el porte inferior se encontró en las plantas que no recibieron el biofertilizante. Hernández (2001) se refiere a que la micorrización produce un aumento del crecimiento de la planta y de la raíz y del número de extremos o primordios radicales.

Para este período evaluativo las mayores cantidades de hojas se encontraron en las plantas inoculadas con *G. fasciculatum*©, pero sin diferir estadísticamente con las tratadas con *G. fasciculatum*® y *G. Intraradices*©, aunque estas dos últimas no difieren de las que se le aplicó *G. sp*© y con las no tratadas con ninguna cepa que obtuvieron la menor cantidad de este órgano.

El área foliar en esta etapa, manifestó la mayor superficie en las plantas biofertilizadas con los inóculos *G. fasciculatum*© y *G. fasciculatum*®. Este último no mostró diferencias estadísticas con las plantas que recibieron *G. Intraradices*© y *G. clarum*©; pero esta última fue igual a la producción foliar de las plantas inoculadas con *G. sp*©, la que a su vez no reflejó diferencias estadísticas con las plantas sin inocular.

La cepa más eficiente para este sustrato fue la *G. fasciculatum* tanto certificada como comercial, destacándose que la cepa *G. intraradices*© fue superior en la simbiosis que la *G. clarum*© y la *G. sp*©. Pinochet *et al.* (1997) reportaron aumento significativo del crecimiento de las plantas de banano cuando fueron inoculados con *G. intraradices*.

4.3.6. SERIE 3. EXPERIMENTO No 6.

En este experimento a los 60 ddp (**Figura 14**) se aprecia que las plantas inoculadas con las cepas *G. fasciculatum*© y *G. fasciculatum*® lograron las mayores alturas, las que mostraron diferencias significativas con las del resto de los tratamientos, y a su vez, todas fueron superiores al testigo según expresaron los análisis estadísticos. Por su parte Ruiz (1997) reportó incremento de la altura estudiando 6 cepas de Micorrizas y resultaron como las mejores: IES-*Glomus fasciculatum*, IES-*Acaulospora escrobiculata* e IES-*Glomus intraradix méxico*.

A esta edad se destacaron en la cantidad de hojas las plantas inoculadas con *G. fasciculatum*® y *G. fasciculatum*© que no difirieron de las que se inocularon con *G. sp*©; tanto para las plantas que recibieron esta cepa de Micorrizas como para las inoculadas con *G. Intraradices*© y *G. clarum*© la variable fue igual a la del testigo.

Para este período los valores superiores de área foliar se encontraron en las posturas que fueron inoculadas con *G. fasciculatum*®, *G. fasciculatum*© y *G. intraradices*© las que manifestaron diferencias significativas con las biofertilizadas con *G. clarum*© y *G. sp*© y la menor producción de superficie foliar fue determinada en las plantas sin inocular. De acuerdo con Cano et al. (1992) el pH, salvo valores extremos, o por tratarse de especies vegetales o fúngicas determinadas, tampoco es un factor excesivamente crítico para el proceso de micorrización, pero es cierto que cada hongo tiene un óptimo de crecimiento a un determinado pH, pero su viabilidad suele estar asegurada en un amplio rango del mismo, es decir, no es un factor crítico pero varía con la especie o cepa de Micorrizas que se utilice.

Este experimento se encargó de corroborar que para las tres variables estudiadas en la mezcla formada por Cachaza–Suelo 3:1, las cepas *G. fasciculatum*© y *G. fasciculatum*® resultaron las de mayor eficiencia en el funcionamiento sustrato–cepa de HMA-especie vegetal, lo cual demuestra la respuesta del banano a la micorrización a pesar de su menor dependencia micorrízica que otras especies vegetales como ha reportado De la Noval *et al.* (1997).

En el estudio se pudo constatar que la cepa de Micorriza Arbuscular empleada como inoculante agrícola (*G. fasciculatum*®) mostró tanto para las variables agronómicas como para los componentes fúngicos, la Masa seca y los contenidos foliares, que esta cepa ejerce una efectividad igual o muy aproximada a la *G. fasciculatum*© para los sustratos formados con la Cachaza. Los productos de la serie *EcoMic*® prácticamente se pueden utilizar en todos los tipos de sistemas de propagación y siembra, siendo muy eficientes en la fase de adaptación de vitroplantas (INCA, 1999).

En la **(Figura 15)** se aprecia la influencia de los tratamientos sobre la acumulación de Masa seca para el experimento No. 6.

Para este sustrato la acumulación de Masa seca más elevada fue determinada en las posturas adaptadas con la cepa de HMA *G. fasciculatum*©, las que no expresaron diferencias estadísticas con las tratadas con *G. fasciculatum*®, siendo éstas a su vez diferentes de las biofertilizadas con otro tipo de Micorriza. Todos los tratamientos inoculados acumularon mayor cantidad que las que no recibieron el inoculante. Los porcentajes (%) de incrementos con relación a estas últimas fueron: para *G. sp*© (21,0), *G. fasciculatum*© (113,2), *G. clarum*© (28,9), *G. intraradices*© (73,69) y *G. fasciculatum*® (110,5).

La efectividad micorrízica arbuscular puede ser interpretada de diferentes maneras, primeramente relacionada con el rendimiento de un determinado cultivo, o sea, la efectividad de un endófito sobre el crecimiento de la planta, con el número de propágulos en un ecosistema natural o la transferencia de nutrientes por unidad de carbohidratos intercambiados durante la simbiosis (Rivera et al., 2003).

En la **(Figura 16)** se ilustra el comportamiento de las variables micorrízicas de las diferentes cepas utilizadas en el estudio cuando se empleó la Cachaza-Suelo 3:1 como sustrato de adaptación correspondiente al Experimento No. 6.

La colonización fue superior en las plantas tratadas con las cepas *G. fasciculatum*© y *G. fasciculatum*®, las que mostraron diferencias significativas con las de otras cepas, excepto con la *G. sp*© y como es lógico, el menor porcentaje se encontró en las plantas no inoculadas. Rosales et al. (1997) inoculando en fase de vivero posturas de banano procedentes del cultivo de tejidos con 7 cepas de HMA del género *Glomus*, reportó que la inoculación con estas cepas produjo un incremento de la producción de raíces, mostrando *G. intraradices* y *G. clarum* un nivel bajo de colonización.

Para la D. Visual el valor más alto lo reportaron las posturas de la cepa *G. fasciculatum*©. El otro porcentaje de consideración se halló en las biofertilizadas

con *G. fasciculatum*®, ambas mostraron diferencias significativas entre ellas y con las de las otras cepas. El valor más bajo se encontró en las plantas sin inoculación.

El Endófito Arbuscular más elevado se encontró en las plantas a las que se le aplicó el *G. fasciculatum*©, seguidas de las de *G. fasciculatum*® las cuales difirieron entre ellas y también con las estructuras fúngicas aportados por otras cepas, todos los cuales resultaron más elevados que las plantas que no recibieron ningún tipo de Micorrizas.

Los mayores contenidos de Nitrógeno en el Experimento No. 6 (**Figura 17**) se encontraron en las plantas inoculadas con *G. fasciculatum*© y *G. fasciculatum*®, las que no reflejaron diferencias estadísticas con las tratadas con otras cepas de HMA. Los contenidos de todos los tratamientos biofertilizados fueron más altos que en las plantas sin biofertilizar. Según Hernández (2001) la micorrización también favorece la absorción de Nitrógeno.

En el caso del Fósforo los mayores contenidos se reportaron en las que se inocularon con *G. fasciculatum*©. El valor más bajo correspondió a las plantas testigos (sin HMA). Declerck *et al.* (1995) afirmaron que las plantas inoculadas con dos especies de Micorrizas Arbusculares y Vesiculares acumularon una alta concentración de Fósforo.

Para el Potasio el tenor mayor se determinó en las plantas de la cepa *G. fasciculatum*©, el que reflejó diferencias estadísticas con el de las posturas a las que se aplicó otro tipo de HMA y al de las plantas no tratadas que alcanzaron los contenidos inferiores. Las vitroplantas tratadas con *G. clarum*©, *G. sp*© y *G. intraradices*© no mostraron diferencias entre ellas para este elemento.

4.3.7. SERIE 3. EXPERIMENTO No 7.

En la evaluación de los 60 ddp (**Figura 18**) para la variable altura, las vitroplantas inoculadas con *G. clarum*© alcanzaron el porte mayor. Rosales *et al.* (1997)

inocularon en fase de vivero posturas de banano con las cepas *Glomus agregatum*, *G. clarum*, *G. etunicatum*, *G. intraradices*, *G. monosporum*, *G. mosseae* y *Gigaspora margarita* estudiando el crecimiento de planta de banano procedentes del cultivo de tejidos, la inoculación con estas cepas produjo un incremento de la altura de la planta. Las inoculadas con *G. fasciculatum*®, *G. fasciculatum*© y *G. sp*© no reflejaron diferencias significativas entre ellas, y si con las biofertilizadas con *G. intraradices*©, las que lograron un porte superior a las que no fueron micorrizadas con ninguna cepa. El efecto más importante que producen las Micorrizas Arbusculares en las plantas es el incremento en la absorción de nutrientes minerales del suelo, que se traduce en un mayor crecimiento y desarrollo de las mismas (Hernández, 2001).

Las plantas colonizadas con *G. clarum*© mostraron la mayor cantidad de hojas, las que no difirieron de las inoculadas con *G. fasciculatum*®; las tratadas con *G. fasciculatum*© fueron estadísticamente iguales a las que recibieron *G. fasciculatum*® y *G. sp*© a pesar que esta última no reflejó diferencias con las que se inocularon a base de *G. intraradices*©, logrando aquí las plantas sin inocular la menor cantidad de hojas. Infante (2003) ha reportado lo imprescindible de las Micorrizas para la vitalidad de las plantas.

La mayor superficie foliar en esta etapa la alcanzaron las vitroplantas tratadas con el inoculante micorrizógeno basado en *G. clarum*© que aunque no difirió de las que se le aplicó la *G. fasciculatum*® resultó la mejor cepa para esta variable también; las tratadas con *G. fasciculatum*® no difirieron de las que recibieron *G. fasciculatum*© ni *G. sp*© y éstas, a su vez, lograron resultados iguales estadísticamente a las biofertilizadas con la *G. intraradices*©, las que referidas a este parámetro no arrojaron diferencias significativas con las plantas no micorrizadas con ninguna de las cepas. Unas especies de hongos son más beneficiosos que otros en unas determinadas condiciones ambientales (Sempere y Santamarina, 2001).

4.3.8. SERIE 3. EXPERIEN TO No 8.

La **Figura 19**. Ilustra como las plantas de mayor porte las que se trataron con la cepa *G. clarum*©; el resto de las plantas inoculadas con otras cepas, fueron también superiores a las que se adaptaron sin ningún tipo de inoculante. Por su parte Rivera *et al.* (2003) basados en trabajos de (Fernández, 1999; Sánchez, 2001 y Joao, 2002) atribuyen la intensidad micorrízica (efectividad) a la especie o ecotipo de HMA y a la riqueza del sustrato y la relación suelo / abono orgánico utilizada (cantidad de abono orgánico).

En este período la cantidad de hojas de las plantas inoculadas con todas las cepas, excepto a las que se aplicó *G. intraradices*© resultaron ser iguales, pero a su vez, todas fueron estadísticamente superiores a la cantidad de hojas evaluadas en las plantas sin el inoculante.

La mayor superficie foliar la reportaron las vitroplantas biofertilizadas con *G. clarum*©, *G. fasciculatum*® y *G. fasciculatum*© sin diferencias significativas entre ellas. Las plantas inoculadas con las cepas *G. sp*© y *G. intraradices*© no lograron tampoco diferencias estadísticas con las plantas del tratamiento sin micorrizar.

Con este segundo experimento quedó demostrado que la cepa más eficiente para inocular vitroplantas de banano que se adaptaron en el sustrato formado por los componentes E. vacuno y Suelo en la relación 1:1, corresponde al inoculante a base de *G. clarum*© a diferencia del sustrato de mayor eficiencia determinado para la Cachaza; aunque las cepas *G. fasciculatum* tanto certificada como comercial muestran ser cepas que también pueden lograr buena eficiencia en la simbiosis con esta especie vegetal para la adaptación en este sustrato. De la Noval *et al.* (1997) estudiaron en este sustrato las cepas *G. fasciculatum* y *G. clarum* encontrando incremento de la Masa seca y reducción de la fase de adaptación. La elección de la fuente orgánica, los otros materiales acompañantes, las proporciones de cada uno y el manejo posterior para la conservación en los sustratos; constituyen aspectos esenciales en el mantenimiento de altos rendimientos, Moreno *et al.* (2002).

Los HMA son pocos específicos, cuando se comparan con otros sistemas biotróficos, o sea que son considerados universales (Siqueira y Franco, 1988). Por

lo que es necesario continuar profundizando en estas investigaciones. De acuerdo con Rivera *et al.* (2003) las especies fúngicas reportadas en los trabajos en varios cultivos como el cafeto y las viandas tropicales, así como, otros que han sido objeto de validación con diferentes especies y cepas de HMA y discutidas en el Libro “El Manejo de la simbiosis micorrízica, una vía hacia la agricultura sostenible. Estudio de caso: El Caribe” no presentaron el mismo comportamiento en las diferentes condiciones edáficas estudiadas, lo cual es una consecuencia de la especificidad Suelo–HMA que se reporta (Siqueira y Franco, 1988) y que conlleva precisamente a la necesidad de encontrar cuales son las especies y cepas más efectivas en una condición edafoclimática dada; a lo que hay que añadir el tipo de sustrato y sus propiedades hidrofísicas y químicas para el manejo en la producción de posturas.

En la **Figura 20** se observa como la aplicación de todas las cepas de HMA tuvieron una influencia positiva en la acumulación de Masa seca en el experimento No 8, destacándose para este sustrato la cepa *G. clarum*© quien reportó diferencias significativas con relación a todos los demás tratamientos. Los incrementos encontrados con relación a las plantas no inoculadas fueron los siguientes: *G. sp*© (41,4), *G. fasciculatum*© (65,7), *G. clarum*© (176,0), *G. intraradices*© (37,1) y *G. fasciculatum*® (51,4). La forma más segura de manejar la Micorriza es mediante la inoculación de cultivos con hongos seleccionados a través de investigaciones ecofisiológicas, agronómicas y biotecnológicas, según Sieverding (1989).

Según expresa la **Figura 21** (Experimento No 8) la colonización en este sustrato fue más elevada en las plantas tratadas con *G. clarum*©, las que mostraron diferencias estadísticas con las que se inocularon con otra cepas excepto con la *G. fasciculatum*©. De acuerdo con Cano *et al.* (1992) el pH, salvo valores extremos, o por tratarse de especies vegetales o fúngicas determinadas, tampoco es un factor excesivamente crítico para el proceso de micorrización.

La Densidad Visual y la masa del Endófito Arbuscular alcanzaron los mayores valores en las posturas biofertilizadas con *G. clarum*® manifestando diferencias significativas con las de los demás tratamientos. Todas las variables micorrízicas aquí analizadas fueron superiores a las logradas por la vitroplantas no inoculadas con ninguna cepa. El tipo de cepa de HMA y la especie a que pertenece es uno de los factores fundamentales que condicionan la eficiencia del hongo, sobre todo en su interacción con el cultivo (Siqueira y Franco, 1988).

En la **Figura 22** se presentan los contenidos foliares del experimento No. 8. Las plantas inoculadas con *G. clarum*® reportaron la mayor cantidad de Nitrógeno foliar, resultado que solamente no difirieron de las que se biofertilizaron con *G. fasciculatum*®. (Izquierdo et al., 1994; Azcón *et al.*, 1992) en trabajos realizados en lechuga (*Lettuca sativa*. L.) analizaron el papel de los HMA en la utilización de diferentes fuentes de Nitrógeno en el Suelo, hallando que el amonio es mejor fuente para las plantas micorrizadas.

Para el Fósforo el tenor más elevado se determinó en las posturas tratadas con *G. clarum*®, el cual fue diferente estadísticamente a los contenidos hallados para este elemento en las plantas inoculadas con otras cepas. En investigaciones en plantas de bananos micropropagados para estudiar los efectos de la inoculación endomicorrízica en su crecimiento y nutrición se obtuvo que la simbiosis incrementó la cantidad de Fósforo presente en los brotes (Declerck *et al.*, 1993), como ocurre aquí con todas las cepas inoculadas en comparación con las plantas no tratadas.

Para el Potasio las concentraciones encontradas fueron iguales estadísticamente para las plantas inoculadas con todas las cepas. Las posturas sin inocular reportaron los contenidos más bajos de este elemento. Pinochet *et al.* (1997) encontraron que las cantidades de N y K son bajas, mientras que las de Ca y Mg son importantes en las plantas micorrizadas. Declerck *et al.* (1993) reportó que la simbiosis micorrízica incrementa la cantidad de K en los brotes de plantas de plátano en comparación con las no micorrizadas. Furlan *et al.* (1989) reportan que

la producción de esporas es mayor en plantas fertilizadas con K, mientras (Hernández, 2001) plantea que altos niveles de este elemento reducen la colonización de las raíces de las plantas.

Los valores foliares para los tres macroelementos en estudio fueron superiores en las plantas inoculadas con todas las cepas de HMA con respecto a las vitroplantas usadas como testigos. Smith (1994) se refirió a la importancia de los HMA en el transporte de nutrientes; Primavesi (1990) indicó que la microbiota de los suelos tropicales está adaptada a pH entre 5,3 y 6,1 y puede decirse que en los suelos con pH 5,6 la mayoría de los microorganismos benéficos y sus enzimas se activan. También señaló que la influencia del pH es clara, observándose que los microorganismos activos en la movilización del fósforo (P) son aerobios y necesitan alrededor del pH neutro para su actividad en la rizosfera. La existencia de determinados microorganismos como los fijadores de nitrógeno (N), agregadores del suelo y movilizadores de nutrientes, es también dependiente del pH, señalando que para los primeros un Suelo con pH 4,5 permite su presencia y que el óptimo es de 5,6.

4.4. RESULTADOS ECONOMICOS DEL TRABAJO. Los resultados económicos se ofrecen en la **Tabla 12**, donde se puede concluir lo siguiente:

- a) La inoculación con EcoMic[®] en los sustratos con las mezclas Cachaza 3:1 Suelo logró reducir el periodo de adaptación tradicional de (90) días a 60 en la producción de posturas de bananos, listas para la comercialización con los productores.
- b) La tecnología tradicional permitía montar la producción de posturas en los sustratos de adaptación solo cuatro veces por año para cada cantero, lográndose \$274428.00 de ingresos por ventas y una ganancia de \$269269.01; los gastos fundamentales se basan en la preparación de las mezclas, el llenado de cepellones y la actividad trasplante en estos.
- c) Con la aplicación de EcoMic[®] es posible montar los canteros seis veces por año, pudiendo lograrse un ascenso en la producción de posturas que

comercializadas al mismo precio (\$0.99) produciría ingresos del orden de los \$411642.00, reportándose entonces una ganancia de \$392224.71, en este caso los gastos se incrementan necesariamente por la compra del biofertilizante (EcoMic[®]). Logrando la Biofábrica para las condiciones actuales de producción un incremento de \$122955.70 de ganancia neta anualmente. El reconocimiento de técnicas biológicas en la nutrición de las plantas hace evidente el gran interés por usar las Micorrizas en los diversos sistemas de producción vegetal según Sieverding (1991). La importancia de las MVA en agroecosistemas de agricultura sostenible fue reportada por (Hooker *et al.*, 1995; Olivares y Barea, 2004).

Además en la **Tabla 13** se muestra la valoración económica de los mejores tratamientos cuando fue empleada la Cachaza y el E. vacuno, siendo los beneficios netos superiores en los tratamientos donde se aplicó la Micorriza Arbuscular. La relación valor/costo alcanzó un incremento en el tratamiento E. vacuno-Suelo 1:1 inoculado, y ligeramente superior a cuando se trató del sustrato Cachaza-Suelo 3:1 también con aplicación del microorganismo. Relaciones que resultaron superiores respecto a otros tratamientos cuyos sustratos fueron inferiores, aun con la aplicación de Micorriza Arbuscular. Sobre la ventajas de los HMA han informado varios autores (Gómez; 1994; Fernández, 1996; INCA, 1998) los que han señalado que los HMA incrementan el crecimiento de las plantas y los rendimientos agrícolas, los cuales oscilan por lo general entre un 20 y 60 %; también aumentan el aprovechamiento de los fertilizantes y de los nutrientes del Suelo, y por consiguiente, disminuyen los costos por concepto de aplicación de estos insumos, no degradan los Suelos, contribuyendo a la regeneración de los mismos.

V. CONCLUSIONES.

- Los análisis del tamaño de las partículas y de las propiedades hidrofísicas estudiadas sirvieron para definir la granulometría de los agregados de las fuentes y mezclas, y poder discernir la influencia de los micro y macroagregados, lo relacionado con la Humedad, la Densidad y Porosidad en el crecimiento y desarrollo de las vitroplantas en su fase de adaptación; así como también su efecto sobre la simbiosis micorrízica.
- Las determinaciones químicas permitieron conocer los rangos de pH con que se trabajaron en cada una de las fuentes orgánicas y mineralógicas, y en los sustratos formados. También permitió conocer los porcentajes de Materia Orgánica y el nivel de P, K, Ca, Mg y Na para cada componente y mezcla.
- Para el sustrato Cachaza-Suelo 3:1, las cepas de mejor asociación fueron: la *G. fasciculatum*© y la *G. fasciculatum*® y cuando se empleó el sustrato E. Vacuno-Suelo 1:1 la cepa de mejor funcionamiento tanto para el crecimiento y desarrollo de las plantas como para la simbiosis, resultó la *G. clarum*©. Se demostró además, que la cepa empleada como inoculante comercial o agrícola (*G. fasciculatum*®), manifestó una alta eficiencia tanto para las variables morfológicas como para los parámetros que estudia la simbiosis micorrízica.
- La aplicación de Micorrizas Arbusculares manifestó una influencia positiva en general y en particular sobre los sustratos más eficientes (Cachaza-Suelo 3:1 y E. vacuno-Suelo 1:1), al acrecentar el desarrollo de las posturas y acelerar el período de adaptación, reduciendo el mismo en un 33 %, lo cual permite incrementar la producción anual de la Biofábrica.
- Los mayores beneficios netos y las mejores relaciones valor / costo correspondieron a los sustratos E. Vacuno-Suelo 1:1 y Cachaza-Suelo 3:1 previamente inoculados con el HMA. Las modificaciones a la tecnología usada posibilitan incrementar las ganancias en \$122955.70 por millón de vitroplantas anualmente.

VI. RECOMENDACIONES.

- ✓ Evaluar cualquier material que pretenda ser utilizados como sustrato de adaptación de vitroplantas de banano, especialmente con el Humus de lombriz y el Compost.
- ✓ Continuar estudiando el efecto de las Micorrizas Arbusculares sobre las vitroplantas en la fase de adaptación, así como de cualquier otro microorganismo empleado como fertilizante microbiológico.
- ✓ Hacer el esfuerzo necesario por desarrollar estos resultados en al menos tres Biofábricas más del país con el fin de generalizar estos y de establecer una disciplina tecnológica con el manejo de los sustratos y de los biofertilizantes.
- ✓ Elaborar una metodología de manejo de sustratos y Micorrizasa Arbusculares que sirva para la adaptación de vitroplantas de banano y plátano en las Biofábricas.
- ✓ Dada la importancia de los resultados y la aplicación de los mismos, buscar las vías necesarias para su publicación.

VII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

1. Abad, M /et al/. Evaluación agronómica de los sustratos de Cultivos. Actas de Horticultura, No. 11, p. 141-154. 1993.
2. Abad, M. Los sustratos hortícolas: características y manejo. En II Congreso Nacional de Fertirrigación: Actas. Almería, p. 1-15. 1992.
3. Abad, M. Sustratos para el cultivo sin suelo. En el cultivo del tomate. Madrid: Mundi-Prensa, p. 131-166. 1995.
4. Agrotecnia Ltda. Efectividad de Hongos Formadores de Micorriza Vesículo Arbuscular. Asistencia Técnica Agrícola y Pecuaria. Sevilla (V). 1995.
5. Allen, F. M. Modeling arbuscular mycorrhizal infection: Is % infection an appropriate variable. **Mycorrhiza**: 255 – 258. 2001.
6. Alonso /et al/. Influencia de micorrizas y de una bacteria solubilizadora de fosfatos en el crecimiento y desarrollo de plantas micropropagadas de banano. **INFOMUSA**. La Revista Internacional sobre Banano y Plátano, vol. 4. (2), 9-10. 1995.
7. Arcos, A. Micorrizas Arbusculares en Agroecosistemas de la Amazonia colombiana. Institutos Colombianos de Investigación. Sinchi. 2001.
8. Arozarena, N. J. Criterios para el Manejo Sostenible de la Nutrición Vegetal de Agrotecnología Zeopónica. Tesis en opción al Grado Científico de Doctor en Ciencias. INIFAT /. La Habana, 156 p. 1999.
9. Arozarena, N. J; Aida C. González, Rosalía C. González Ramos, H. y Fernández J. Empleo de residuos sólidos urbanos como fuente de obtención de sustratos orgánicos para uso agrícola. IV Simposio de Agricultura Sostenible. En XII Seminario Científico; Programa y Resúmenes. La Habana: INCA, 71-72. 2000.
10. Azcón–Aguilar /et al/. Further studies on influence of Mycorrhizae on Growth and Development of micropropagated abocado plants. **Agromomie** (Paris) 12: 837 – 840, 1992.
11. Azcón-Aguilar, Concepción y Barea, J. M. Interacciones de las micorrizas arbusculares con microorganismos de la rizosfera. En Micorrizas: Recurso Biológico del Suelo. Bogotá: Fondo FEN, p. 47-68. 1996.
12. Ballester-Olmos, J. Sustratos para el cultivo de plantas ornamentales. Hojas divulgadoras, vol. 11. 1992.
13. Bashan, Y. Isolation and characterization of PGPR. Y. Bashan, Gina Holguin, R. Lishitz. – En: Methods in plant molecular biology and biotechnology. – Boca Raton: CRS Press. p. 331 – 345. 1993.
14. Batista, E. Valdés, R., Guridi, F., Ruíz, E. y Fernández, J. Efectos de Diferentes Sustratos en la altura y superficie foliar de plántulas de café cultivadas bajo sombra controlada. Universidad de Las Tunas y Universidad Agraria de LA Habana. XIII Forum. Resúmenes. INCA. 2002.
15. Belalcázar .S. L. /et al/. El cultivo del Plátano en el Trópico. Manual de Asistencia No. 50 INIBAP, 17 p. 1991.
16. Berrié, A. M. The Musaceae: The bananas In: an introduction to the botany of the major crop plants. Heyden, Londres, 113-116. 1997.

17. Bertta, A. /et al/. Morphogenetic modification induced by the mycorrhizal fungus *Glomus* strain ES in the root system of *Allium porrum* L. **New Phytologist** 114:207-215, 1990.
18. Biasi, L. A. /et al/. Efeito de mistura de turfa e bagoco de cana sobre a producao de mudas de maracuya e tomate. **Scientia Agrícola**. Vol. 52, No. 2, p. 239 – 243. 1995.
19. Bolan, N.S. A critical review of a role of mycorrhizae fungi in the uptake of phosphorus by plants. **Plant and Soil**. 134: 189 – 207, 1991.
20. Botello, J. J. y Ferrera – Cerrato, R. Efecto de la endomicorriza VA sobre la cebolla (*Allium cepa* L.) en un Andosol de México. Rev. Lat. AMER. **Microbial** 29: 97 – 102, 1987 Cerrato. 1987.
21. Burés, Silvia. Sustratos. Ed. **Agrotecnia**. Madrid. España, 342 p. 1997.
22. Caballero, R., Gandarilla, J., Denia Pérez y Rodríguez, D. Generalización de alternativas orgánicas para elevar el rendimiento de las hortalizas en huertos intensivos. En: Encuentro de agricultura orgánica. Estación Experimental de Suelos de Camaguey. Instituto de Suelos. Cuba. Libro resumen, p. 117. 2001.
23. Cairo, P. /et al/. Propuestas de alternativas para el uso de la zeolita natural como fertilizante y mejorador de los suelos de mal drenaje dedicados a la caña de azúcar. **Revista CINC** 26:164, 1995.
24. Calderón, A.; Janette Portelles; Raquel Sosa; Hilda Bompío. Evaluación del EcoMic en diferentes combinaciones de sustratos de adaptación en vitroplantas de banano (*Musa* sp) var. “Gran enano”. En XII Seminario Científico. Programa y Resúmenes. La Habana, INCA, p. 116. 2000.
25. Calderón, A.; Janette Portelles; Raquel Sosa; Hilda Bompío y Maida Calderón. Obtención del sustrato más adecuado para la reproducción de vitroplantas de banano. Estudio del EcoMic® como complemento para el crecimiento y desarrollo en fase de adaptación. XIII Forum de Ciencia y Técnica. INCA. 2001.
26. Cano, A., Díaz, G. Honrubia, M. y Torres, P. Manual para micorrizar plantas de viveros forestales. Monografía 54. ICONA. Madrid. 44p. 1992.
27. Carrión Miriam. Conferencia. Curso de Alternativas Nutricionales. Maestría de Biofertilizantes y Nutrición de las Plantas. 4^{ta} Edición. 1998.
28. Carrión, Miriam. Fertilidad y rendimientos para la producción de hortalizas en la Agricultura Urbana. En Organopónicos y la producción de alimentos en la Agricultura Urbana. Seminario Taller. FIDA- MINAG-CIARA, (s. a) 11-15p. 2000.
29. Carrión, Miriam. Hidroponía Orgánica en Cuba. En Curso taller Internacional de hidroponía. Lima, Perú. Universidad Nacional Agraria. La Molina, 16-34 p. 1996.
30. Carrión, Miriam. Manejo de sustratos en la tecnología de Organopónicos. En III Curso de Agricultura Tropical. La Habana, 118- 134 p. 1999.
31. Carrión, Miriam. /et al/. Sustrato para organopónicos, comportamientos de diferentes mezclas. En AGRONAT 97- Universidad de Cienfuegos, 7p. 1997.
32. Casanova, A. Tecnología de producción de posturas de hortalizas en cepellones. En Evento “Producción de cultivo en condiciones tropicales”: Resúmenes. La Habana: I.I.H.L.D. p.7. 1997.
33. Casanova, A., Gómez, Olimpia y Depestre, T. Evaluación del efecto de motas prensadas en el trasplante del tomate. **Agrotecnia de Cuba**, Vol. 23, no. 1-2, p. 5-8. 1991.

34. Castillo, M. A.; Martha Reines y América Loza. Elaboración de lombricomposta a partir de los desechos en la industria del aguacate. IV simposio de Agricultura sostenible. En XII Seminario Científico. Programa y Resúmenes. La Habana: INCA, p. 73. 2000.
35. Champion, J. El Plátano. / J. Champion. 2ed. Barcelona:Ed. Blume, 40 p. (Colección Agricultura Tropical). 1975.
36. Chávez, M. G. y R. Ferrera-Cerrato. Effect of vesicular-arbuscular mycorrhizae on tissue culture derived plantlets of strawberry. **Horticultural Science** 25 (8): 903-905, 1990.
37. Cid Ballarín, M^a del Carmen. Materiales utilizados en la elaboración de sustratos. En: **Agrícola Vegetal**. (141) 492 – 500 p. 1993.
38. Companioni /et al/. La producción orgánica de posturas como fundamento para la producción orgánica de hortaliza. INIFAT. Cuba. 4 to Encuentro de Agricultura Orgánica. Libro Resumen. ACTAF. P. 101. 2001.
39. Companioni, N. La producción de alimentos en las ciudades de Cuba y su impacto en la población. Estructura y fundamentos orgánicos. En III Curso de Agricultura Tropical. La Habana, 98- 117p. 1999.
40. Companioni, N. La Agricultura Urbana en Cuba. **Revista Latinoamericana de Desarrollo Rural**. 4 (5). 47-53p.1999.
41. Companioni, N. /et al/. Cómo producir posturas en cepellón en la Agricultura Urbana. En Organopónicos y la producción de alimentos en la Agricultura Urbana. Seminario –Taller. FIDA-MINAG-CIARA., 54-80p. 2000.
42. Crespo, G. Conferencia. Curso de Alternativas Nutricionales. Maestría de Biofertilizantes y Nutrición de las Plantas. 4^{ta} Edición. 1998.
43. Cuba, MINAGRI. Grupo Nacional de Agricultura Urbana. En V Encuentro Nacional de Agricultura Urbana, Orellana Gallego, R.; Menéndez Fi, J.; García, Gladis. Metodología para la evaluación de la relación AGUA - AIRE EN SUSTRATOS. En Trópico 99. La Habana, 352p. 1999.
44. Cuba, MINAGRI. Grupo Nacional de Agricultura Urbana. En V Encuentro Nacional de Agricultura Urbana, Santiago de Cuba, 2001.
45. Cuba, MINAGRI. Instrucciones Técnicas para el cultivo de la areca (*Dypsis ivtescens*). 2001.
46. Cuba, MINAGRI. Manual Técnico de Organopónicos y Huertos Intensivos. Grupo Nacional de Agricultura Urbana. 145p. 2000.
47. Cuba, MINAGRI. Zeolita. “Mineral del Siglo”. – La Habana: Instituto de Suelos. 6p. 1991.
48. Cuba, INRA. Equipo Técnico. Normas técnicas para el cultivo del plátano. Instituto del libro. Ciencia y Técnica. 76 p. 1968.
49. Cuba, MINAGRI. Manual para Casas de Cultivos protegido. Asociación Nacional de Cultivos Varios. Instituto de Investigaciones Hortícola “Liliana Dimitrova”. Ministerio de la Agricultura. La Habana, 58 p. 1999.
50. Cuba, MINAGRI. Micropropagación “in vitro”. Plátano. Especificaciones de calidad. 1997.
51. Cuesta, Milagro. La Agricultura Orgánica y las dimensiones del desarrollo. Universidad Agraria de La Habana. XIII Congreso Científico. INCA. Libro Programas y Resúmenes. 2002.

52. De la Noval, Blanca, Fernández, F. y Herrera, R. A. Efecto del uso de MVA (*Glomus manihotis*) y diferentes sustratos sobre el crecimiento de vitroplantas de piña (*Ananas comosus* L.) var. Cayena Lisa mexicana. **Cultivos Tropicales**, 16 (1): 19-22. 1995.
53. De la Noval, Blanca, María I. Hernández y J.C., Hernández. Utilización de las micorrizas arbusculares en la adaptación de vitroplantas de banano (*Musa* sp): Dosis y cepas de Hongos formadores de micorrizas arbusculares (HFMA) y combinaciones de sustratos. **Cultivos Tropicales** 18 (3): 5-9, 1997.
54. Declerk, S. /et al/. Comparative effects of two strain of Vam on growth and nutrition of micropropagated banana plants (*Musa acuminata* colla c. v. Giant Cvendish). 9 th North American Conference on Mycorrhizae, 1993.
55. Declerk, S.; Plenchette, C.; Strullu, D.G. Mycorrhizal dependency of banana (*Musa acuminata*, AAA group) cultivar. **Plant and Soil**, vol. 176, (1), 183-187. 1995.
56. Encina, C. y Barceló, A. Micorriza. En línea. Disponible en: <http://www.Ciencias.uma.es/publicaciones/encuentros/ENCUENTROS55/micorriza.Html>. Consulta 23 de junio del 2004
57. Escalant, J. V. La biotecnología para el mejoramiento genético de las musáceas: estrategias, resultados y acciones futuras. INIBAP, Santo Domingo. 6p, 1994.
58. FAO, 1999. [http:// www.fao.org](http://www.fao.org). Disponible en fao org.
59. FAO. 2001. <http://WWW.fao.org>. Fao Org.
60. FAO. Los fertilizantes y su empleo. Guía de bolsillo para los extensionistas. 3^{ra} Edición. Roma., 54 p. 1980.
61. Febles, J. M. Estrategias agroecológicas para la conservación de suelos. Conferencias Curso de Maestría en Nutrición de las Plantas y Biofertilizantes. INCA, La Habana.1999.
62. Fernández, F. /et al/ Dinámica del funcionamiento de las MVA en un cafetal joven. Resúmenes V Congreso Latinoamericano de Botánica. La Habana, Cuba. P. 25. 1990.
63. Fernández, F. Manejo de las asociaciones micorrízicas arbusculares sobre la producción de posturas de cafeto (*C. arábica* L. var. Catuai) en algunos tipos de suelos. /F. Fernández. Tesis de grado (Dr. En Ciencias Agrícolas), INCA, 102 p. 1999.
64. Fernández, F. Uso, manejo y comercialización de los hongos micorrizógenos V. A. En curso de postgrado, La Habana: INCA, 1996.
65. Fernández, F. Uso, manejo y comercialización de los hongos micorrizógenos VA. Curso de postgrado. INCA. 1996.
66. Fernández, F. /et al/. The effect of comercial arbuscular mycorrhizal fungi (AMF) inoculant, on rice (*oryza sativa*) in different types of soils. **Cultivos Tropicales**, vol. 18 no.1, p. 5-9. 1997.
67. Ferrer, R. y Herrera, R. Breve reseña sobre Biofertilizantes. – Ciudad de la Habana: IES – CITMA, – 50 p. 1991.
68. Funes, F. Integración Ganadería - Agricultura con Bases Agroecológicas. Plantas y Animales en armonía con la naturaleza y el hombre. Consejo de Iglesias de Cuba. Departamento de coordinación y asesorías de Proyectos. Ciudad de La Habana. DECAO. 5-21. 2000.

69. Furlan, V. y Bemier – Cardon, M. Effects of NPK en formation of V. A. Micorrhizae, growth and mineral content of onion. **Plant and Soil**, 113: 167 – 1274, 1989.
70. Gabriels, R. y Verdoneck, O. Physical and chemical characterization of Plant substrates: towards a European standardization. *Acta Horticultural*, vol. 294, p. 259-271. 1991.
71. Gandarilla, J. E., Denia Pérez, Curbelo, R., Mirna Vento y Deisy Rodríguez. El empleo de tres residuales orgánicos locales para mantener la fertilidad de los sustratos en organopónicos. Estación Experimental de suelos de Camaguey. Instituto Suelos. Cuba. En: IV Encuentro de Agricultura orgánica. Libro Resumen. p. 117. 2001.
72. Georg, E. F. Musaceae: Musa (Banana, plantain). In: Plant propagation by tissue culture. Part 2; In practice. 2 ed. 1031-1034. 1996.
73. Gerdermann, J. W. Vesicular arbuscular mycorrhizae. En: Ed Torrey J. C. and Clarkson, D. T. The Development and Function of Roots. Academy Press. London.. 575 – 591. 1975.
74. Gerdermann, J. W. y Nicolson, T. H. Espores of Mycorrhizae endogone especies extracted from soil by wet sieving and decanting. *Tras. Br. Mycol. Soc.* 46, 235 – 244. 1963.
75. Gerdermann, J. W. y Trappe, J. M. Endogonaceae si the Pacific Northwest. *Mycologia Memoir.* 5: 1 – 76, 1974.1974.
76. Gildon, A. y P. B. Tenker. Interaction of vesicular arbuscular infection and heavy metals in plant. II. The effects of infections on the uptake of copper. **New Phytologist**, 95:263-268, 1983.
77. Giovanetti, M. y B. Mosse. An evaluation of techniques to measure vesicular-arbuscular infection in roots. **New Phytologist**, 84:489-500, 1980.
78. Gomero, L y Velásquez, H. Bases conceptuales y programáticas para el manejo ecológico de suelos. www.adas.co.uk. 2001.
79. Gómez, R. /et al/. Tecnología para peletizar semillas con biofertilizantes. Una nueva opción para sustituir o reducir los insumos químicos para lograr una agricultura más ecológica y sostenible. En II encuentro Nacional de Agricultura Orgánica. La Habana. p. 55. 1994.
80. Guerrero, E. Micorrizas: Recursos Biológicos del Suelo. Guerrero. E. ed. Bogotá: Fondo Fen Colombia, 208 p. 1996.
81. Guillermin, J. P., Gianinazzi, S. and Trouvelot, A. Screening of arbuscular endomycorrhizal fungi for establishment of micropropagated pineapple plants. **Agronomie**.12: 831 – 836. 1992.
82. Guzmán, Gloria, I., González, M.; Simón, X. Y Dolores Domínguez. Análisis histórico de la sostenibilidad de la agricultura. Instituto de Sociología y estudios campesinos (ETSIAM), Universidad de Granada y Universidad de Vigo. España. En: IV Encuentro de agricultura orgánica. Libro Resumen. p. 117. 2001.
83. Henriques, W.; Jeffers, R. D.; Lacher, T. E.; Kendall, R. J. Agrochemical use en banana plantations in Latin América; perspectives en ecological risk. *Environmental toxicology and chemistry*. vol. 16, (1), 91-99. 1997.

84. Hernández, A. Las micorrizas. Características generales. En línea. Centro de estudios ecológicos argentinos. Disponible en: <http://lapagina.de/cdeea>. 2001. Consulta 25 de junio del 2004.
85. Hernández, María, I. /et al/. Efecto de la Fertilización Nitrogenada y la Biofertilización en la calidad y conservación postcosecha del tomate. En XII Seminario Científico. Programa y Resúmenes. La Habana, INCA, p. 118. 2000.
86. Herrera, R. A. Estrategia de funcionamiento de las Micorrizas VA en un bosque tropical. Biodiversidad en Iberoamérica: Ecosistemas, evolución y procesos sociales (Eds. Maximina monasterio). Programa Iberoamericano de Ciencias y tecnología para el desarrollo. Subprograma XII, diversidad biológica, Mérida, 1995.
87. Herrera, R. A. /et al/. Informe del Departamento de Ecología de Suelos. IES. ACC. 1991.
88. Hooker, J. and Black, K. Arbuscular Mycorrhizal fungi as components of sustainable soil-plant systems. *Critical reviews in biotechnology* 15 (3): 201-212, 1995.
89. Horry, J. P.; Ortiz. R.; Arnaud, E.; Crouch, J. H.; Ferris, R. S. B.; Jones, D. R.; Mateo, N.; Picq, C.; Vuylsteke, D. Conservation and use of plant genetic resources in CGIAR Centres. In: *Biodiversity in trust*. 67 – 81. 1999.
90. ICA. Estiércol y Residuales Vacunos. Una opción para elevar la Fertilidad de los Suelos Ganaderos. Instituto de Ciencia Animal. XXV Aniversario. 1990.
91. INCA. Efecto de las aplicaciones del biofertilizante EcoMic® (HMA) en cultivos de interés económico, durante el período 1990-1998. Informe de investigaciones INCA (La Habana), 45 p. 1999.
92. INCA. Precio de los biofertilizantes según listado oficial del Instituto Nacional de Ciencias Agrícolas, EcoMic (Biofertilizantes a partir de Hongos micorrizógenos arbusculares del género Glomus). , 1998.
93. Infante, M. Micorrizas vitalizadas para plantas. Disponible en: <http://www.triton.cl/index>. *Bio Triton S. A.* Chile. 2003. Consulta 23 de junio del 2004.
94. Izquierdo, I. /et al/. Efecto de la aplicación de nueve cepas de hongos micorrizógenos VA sobre la nutrición de plántulas de cítricos en viveros. XVII Reunión Latinoamericana de Rhizobiología. Programa y Resúmenes. Palacio de las Convenciones. La Habana. Cuba. 1994.
95. Jasieva, N. V., Arens, V. Zh. Kuznuch, R. S., Kurutsina, R. L., Kozhemiachkov, V. A. Valoración Agroquímica de la zeolita del yacimiento de Tedzamnk saturado de fósforo y potasio. **AGROJIMIA**. Academia de Ciencias de la URSS. Editorial “NAUKA”. Moscú. No. 6. 1987.
96. Jiménez, F. A., Ramírez, D. y Agramonte, D. Efecto del Biobras-16 sobre la micropropagación del plátano FHIAT-21. **INFOMUSA**. La Revista Internacional sobre Banano y Plátano, vol. 13. (1), 4-6. 2004.
97. Jiménez, R. y Caballero, M. El cultivo industrial de plantas en macetas. España: Ed. **Horticultura**, 644 p. 1990.
98. Joao, J. P. Efectividad de la inoculación de cepas de HMA en la producción de posturas de cafeto sobre suelos Ferralítico Rojo Compactado y Ferralítico Rojo Lixiviado de montaña. Tesis de Maestría “Nutrición de las Plantas Y Biofertilizantes”. INCA. La Habana. 2002.

99. Juárez, M. y Sánchez, J. Fósforo en agricultura. Murcia: Campabell. S. L., 135 p.1996.
100. Kaúrichev, I. S.; Panov. N. P.; Stratonóvich, M. V.; Grechin, J. P.; Ganzhara, N. F. y Mershin, A. P. Prácticas de Edafología. Editorial Mir. Moscú, 1984.
101. Klironomos, J. N. and Hart, M. Colonization of roots by arbuscular mycorrhizal fungi using different sources of inoculums. **Mycorrhiza**. 12: 181–184. 2002.
102. Klironomos, J. N.; Rillig, M. C. and Allen, M. F. Designing below–ground field experiments with the help of semi–variance and power analyses. **Appl Soil Ecol**. 12; 227 – 238. 1999.
103. Kolmans, E. y Vásquez, D. Manual de Agricultura Ecológica. Una introducción a los principios básicos y su aplicación. Grupo de Agricultura Orgánica. Asociación Cubana de Técnicos Agrícolas y Forestales. 150 p. 1999.
104. Krieger, S.; Herrando, C. y Piquin, E. Características del vermicompost obtenido a partir de residuos de la industria del cigarrillo. Univ. Nacional de Salta. Buenos aires. Argentina. IV Simposio de Agricultura sostenible. En XII Seminario científico: Programa y Resúmenes. La Habana; INCA, 65-66. 2000.
105. Labrador, Juana /et al/. La materia orgánica en los sistemas agrícolas. Manejo y utilización. Hojas divulgadoras, no. 3. 1993.
106. Lara D. Evaluación de sustratos y biofertilizantes para el cultivo del tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.) utilizando la tecnología de cepellones. Tesis presentada en opción al título académico de Maestro en Ciencias en Nutrición de las plantas y biofertilizantes. Instituto Nacional de Ciencias Agrícolas. La Habana, 10 p. 1999.
107. Lassoudière, A. Conditions naturelles des bananeraies en zones solar et ACP. Fruitrop special supplément trimestriel: Recherche at solutions, (37), IV, 1. 1997.
108. Lescot, T. Culture du bananier plantain et durabilité des systèmes de production. Fruits special. Número thématique: **Bananiers et Plantains**. vol. 52 (4), 233-245. 1997.
109. Llonin, Desiré; Pérez, E.; Kalyanne Fernández, de la Providencia, I; Fernández, F; Yaquelin Rodríguez y Loreli Mirabal. Estudio de la eficiencia de la inoculación con HFMA y su relación con la nutrición en el cultivo del tomate (*Lycopersicum esculentum* Mill). En XII Seminario Científico: Programa y Resúmenes. La Habana, INCA, P, 114. 2000.
110. Lovato, P., J. P. Guillemin y S. Gianinazzi. Application of commercial arbuscular endomycorrhizal fungal inoculents to the establishment of micropropagated grapevine rootstock and pineapple plants. **Agronomic**. 12 (10): 873-880. 1992.
111. Luis, A, J. y Martín, J. Manual de Laboratorio. Métodos para el Análisis Físico de los Suelos. Universidad Agraria de la Habana. Facultad de Agronomía. Departamento de Riego, Drenaje y Ciencias del Suelo. Instituto Nacional de Ciencias Agrícolas. Departamento de Nutrición de las Plantas y Biofertilizantes. San José de las Lajas. 37 p. 2003.
112. Marschner, H. And B. Dell. Nutrient uptake in Micorrhizal Symbiosis: **Plant and Soil**. 159: 89-102. 1994.

113. Martín, J. Tabla de Interpretación de Análisis de Suelo. Universidad Agraria de La Habana. Facultad de Agronomía. Departamento de Riego, Drenaje y Ciencias del Suelo. La Habana, septiembre del 2000.
114. Martínez C, Martínez J. C. Lombricultura y agricultura orgánica. En IV encuentro de agricultura orgánica. ACTAF. La Habana, 293-294p. 2001.
115. Martínez, C. y Martínez J. C. Lombricultura Técnica Mexicana. México. En IV encuentro de agricultura orgánica. ACTAF. La Habana, 289-290p. 2001.
116. Martínez, E. y García, M. Cultivos sin suelos. Hortalizas en clima Mediterráneo. L. Reus, 1993.
117. Martínez, F. Basura Urbana, Lombricultura y el peligro de contaminación de sus productos. En 2 do Congreso Iberoamericano de Química y física ambiental, Varadero, 102 p. 2001.
118. Martínez, R. Ciclo Biológico del Nitrógeno del Suelo.–Ciudad de la Habana: Ed. Científico Técnica,-. p. 22-70. 1986.
119. Martiz, M., Romero, J. C. Y María Elena Quintana. Características geológico–tecnológicas de las Zeolitas en Camagüey y Las Tunas. En: MINBAS, Informe Técnico Expedición Geológica Camagüey, 1992. (interno).
120. Mobambo, K. N.; Zuofa, K.; Gauhl, F.; Adeniji, M. O. and Pasberg, C. Effect of soil fertility on host response to black leaf streak of plantain (*Musa* spp., AAB group) under traditional farming systems in southeastern Nigeria. **International Journal of Pest Management**. Vol. 40, (1), 75-80. 1994.
121. Mojena, M. Efecto de cepas de Micorrizas arbusculares y rizobacterias promotoras del crecimiento vegetal en el cultivo de la yuca (*Manihot esculenta* Grantz). En XII Seminario científico: Programas y Resúmenes. La Habana, INCA, p. 116. 2000.
122. Montilla, E.; Rivera, R.; Fernández, F. Y Kalyanne Fernández. Funcionamiento y distribución especial de las asociaciones micorrízicas nativas en dos plantaciones establecidas de Cafeto (*Coffea arábica* L. Var. Caturra). En XII Seminario Científico: Programa y Resúmenes. La Habana, INCA, p. 112. 2000.
123. Moreno, J. M; Rosa Orellana; Fí, J. y Navarro, A. La Materia Orgánica la Capacidad de Retención de Humedad en Sustratos. Instituto de Investigaciones Fundamentales en Agricultura Tropical “Alejandro de Humbolt” (INIFAT). inifat@ceniai.inf.cu. P. 122 – 25. 2002.
124. Morgan, F. La pulpa de café enriquecida. Un aporte al desarrollo sostenible en la zona montañosa de Guantánamo. Tesis presentada en opción al Grado Científico de Doctor en Ciencias Veterinarias. Resumen, 32 p. 2003.
125. Mosse, B. The Influence of soil type and Endogone strain on the growth of mycorrhizae in phosphate deficient soil. **Ecol. Biol. Sci.** 9: 529 – 537, 1972.
126. Muñoz, C. y Vargas, H. Evaluación de la metodología de “multiplicación rápida” en plátano (*Musa* AAB). Corbana (CRI), SPA, (Res. ENG; SPA). **INFOMUSA**, vol. 21, (46), 141-144. 1996.
127. Murashige, T. y F. Skoog. A revised method for rapid growth and bioassays with tobacco tissue cultures. **Physiol Plant** 15: 473-497, 1962.
128. Noriega, J, Cruz, S. y Ana Altamirano. Producción de Abonos Orgánicos y Lombricultura. Universidad Autónoma de Chiapas. Huetuetan, Chiapas, México, 2001.

129. Norman, A. Sustratos hortícolas. Turfa a casca de arroz. Lavoura Arrozeira, vol. 46, no. 409, p. 12-13. 1993.
130. Olivares, P. y Barea, J. Micorrizas arbusculares: aplicación para el manejo sostenible de los agroecosistemas. En línea. Disponible en <http://www.furipana.org.co/micorrizas.htm>. Consulta 23 de junio del 2004.
131. Olivera, R., Scivittaro, W. B. y Vasconcellos, L. A. Avaliacao de mudas de maracuja en funcau do substrato e do tipo de bandeja. Scientia Agrícola, vol. 50, No. 2, p. 261 – 266. 1993.
132. Orellana, G. R. Control de la Salinidad en zonas Urbanas del Litoral y Organopónicos. En Programa Ramal de Agricultura Urbana. Informe Final. MING. INIFAT. 2000.
133. Orellana, G. R.; Menéndez, F. J. y García, G. Metodología para la evaluación de la relación Agua-Aire en sustratos. En Trópico 99. La Habana, 352p. 1999.
134. Orellana, P. A. Tecnología para la micropropagación in vitro de clones de *Musa* spp. Resumen de la Tesis presentada en opción al Grado Científico de Doctor en Ciencias Agrícolas. Universidad central de Las Villas. Facultad de Ciencias agropecuarias. Instituto de Biotecnología de las Plantas. Santa Clara, Villa Clara, Cuba. 22 p. 1994.
135. Ortega, F. Composición Fraccional del Humus en Suelos de Cuba. Tesis para opción del Grado a Doctor en Ciencias Agrícolas. Instituto de Suelos, La Habana; Cuba. 1985.
136. Ortiz, R., de la Fe C. F. y Lara D. Aportes de la tecnología de micropropagación de la caña de azúcar aplicada en Cuba. I. sustrato más eficiente para la adaptación de vitroplantas. **Cultivos Tropicales**, 19 (2): 45-49, 1998.
137. Ortiz, R., De la Fe C. F., y Lara, D. Aportes a la tecnología de micropropagación de la caña de azúcar aplicada en Cuba. III. Uso de biofertilizantes y manejo de las vitroplantas en la fase de adaptación. **Cultivos Tropicales**, 19 (3):45-53, 1998.
138. Paneque, V. M. y Bertolí, M. "Abonos Orgánicos. Conceptos prácticos para su evaluación y aplicación. La Habana: INCA, 34 p. 1998.
139. Paneque, V. M. y Calaña, J. M. Abonos Orgánicos. Conceptos prácticos para su evaluación y aplicación. Asociación Cubana de Técnicos Agrícolas y Forestales. 54 p. 2004.
140. Paneque, V. M. /et al/. Manual de técnicas analíticas para análisis de suelo, foliar, abonos orgánicos y fertilizantes químicos. Departamento de Biofertilizantes y Nutrición de las Plantas. INCA, 2001.
141. Pastor, J. Agroquímica General. La Habana: MINED, 1260 p. 1997.
142. Pauustjarvi, V. Nature of changes in peat properties during de compstion. Peat and Plant Yearbook. Helsinki, 1993.
143. Peña, Elizabet, Companioni, N, Carrión, Miriam., Rodríguez, A. La Materia Orgánica: Su producción y manejo en organopónicos y la producción de alimentos en la Agricultura Urbana. Seminario- Taller. FIDA. MINAG-CIARA. p. 16-25. 2000.
144. Peña, Elizabeth; Companioni, N.; Carrión, M. y Rodríguez, A. Abonos Orgánicos: Su producción y manejo. En Organopónicos y la producción de

- alimentos en la Agricultura Urbana. Seminario–Taller. FIDA-MINAG-CIARA., 16-25p. 2000.
145. Peña, Elizabeth. Fuentes y Proporciones en sustratos para organopónicos. Tesis en opción al Título de Maestro en Ciencias en Nutrición de las Plantas y Biofertilizantes. INCA. INIFAT. La Habana, 86p. 2003.
146. Perea, D. M. La biotecnología en banano y plátano. **Augura-Revista**. vol. 18, (1), 56-65. 1995.
147. Pérez, L.; Rivera, R. y Dinorah Carvajal. Efectividad de las asociaciones micorrízicas en raíces y tubérculos en dos tipos de suelos. En XII Seminario Científico: Programa y Resúmenes. La Habana, INCA, P. 112. 2000.
148. Phillips, J.M. y D.S. Hayman. Improved procedures for cleaning root and staining parasitic and vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infections. **Tranfer. Britanic: Micology Society** 55: 159-211, 1972.
149. Pinochet, J.; Fernández, C.; Jaizne, M.C.; Tremomry, P. Micropropagated banana infected with meloidogyne jovanica responds to Glomus intraradices and phosphorus. **Hortscience**, vol. 32, (1), 101-103. 1997.
150. Pinzón, Mónica, J. Influencia de dos cepas de Micorriza (*Glomus clarum* y *Glomus fasciculatum*) en dos variedades de tomate (Mariela y M – 100). Tesis en opción al Título Académico de Ingeniero Agrónomo. Universidad Agraria de La Habana “Fructuoso Rodríguez Pérez”, Facultad de Agronomía. La Habana, 57 p. 2004.
151. Plenchette, C. H. Les endomycorrhiziens a versicules et arbuscules (V. A.): Un potentiel a exploiter en agriculture. **Phytoproteccion**, vol. 3 p. 86-108, 1982.
152. Pomares, F. Conferencia sobre Materia Orgánica. En II^{da} Jornada de Agricultura ecológica. Valencia España. 22 p. 1996.
153. Potty, V. P. Plan microbe inter – relationship in tuber crops, *Indian Farming* 33 (12): 41–42, 1984.
154. Primavesi, Ana. Agricultura Sustentable. Manual do produtor rural. Ed. Nobel Sao Paulo. 142 p. 1992.
155. Reynaldo, Inés M.; Desireé Llonín y Medina, N. Influencia de la micorrización sobre la utilización del nitrógeno en plantas de tomate (*Lycopersicum esculentum*). V Taller de biofertilización en los Trópicos. En XII Seminario científico. Programa y Resúmenes. La Habana, INCA, p. 113. 2000.
156. Riera, M.; Mayelín Méndez; Medina, N. y Bertolí, M. Impacto de la biofertilización en el Sistema Suelo en diferentes secuencias de cultivos. En XII Seminario científico: Programa y resúmenes. La Habana, INCA, p. 115. 2000.
157. Riera, M. Manejo de la Biofertilización con Hongos Micorrízicos Arbusculares y Rizobacterias en Secuencias de Cultivos sobre Suelo Ferralítico Rojo. Resumen de la Tesis en opción al Grado Científico de Doctor en Ciencias Agrícolas. La Habana, 30p. 2003.
158. Rivera, R., Fernández, F., Sánchez, C., Kalyanne Fernández. Manejo de las Asociaciones Micorrízicas en la producción de posturas de cafeto. (Comunicación Personal, 2001).

159. Rivera, R. Conferencia impartida en el curso sobre uso y manejo de biofertilizantes. Maestrías sobre nutrición de las plantas y biofertilizantes. La Habana; INCA, 2000.
160. Rivera, R. Disponibilidad de nutrientes y fertilización en los sistemas agrícolas micorrizados. Resultados en la producción de posturas de café y de raíces y tubérculos. V Taller de Biofertilización en los Trópicos. En XII Seminario Científico: Programa y Resúmenes. La Habana: INCA, p.102, 2000.
161. Rivera, R., Fernández, F., Hernández, A., Martín, J. R. y Kalyanne Fernández. El Manejo Efectivo de la Simbiosis Micorrízica. Una vía hacia la Agricultura Sostenible. Estudio de caso. El Caribe. Ediciones INCA. 166 p. 2003.
162. Rivera, R.; Fernández, F.; Sánchez, C.; Kalyanne Fernández y Herrera, R. La masa del Endófito Arbuscular como estimador de la eficiencia micorrízica: El modelo posturas de café. En XII Seminario Científico: Programa y Resúmenes. La Habana, INCA, 11-112, 2000.
163. Rodríguez, A. A. /et al/. Recomendaciones para la Multiplicación de Propágulos en Viandas Tropicales. Santo Domingo, p. 14. 1990.
164. Rodríguez, J., V. M. Paneque, Morales, C., Castellanos, E y Ramí Admadi. Determinación de contenidos de materia orgánica en sustratos con diferentes portadores para los cultivos de tomate y pepino en la fase de posturas en cepellón. INCA, XIII Congreso. INCA, Libro Resumen. 2002.
165. Rodríguez, N. A.; Concepción, N.; Ramírez, C. M. y Peña, E. Guía práctica para el uso y manejo de la materia orgánica en la agricultura Urbana, La Habana, 8p. 2001.
166. Rodríguez, Yaquelín, Pérez, E., Fernández, F., Ernestina Solórzano, Marilyn Florido, de la Providencia, I., Loreli Mirabal, Desireé Ilonín, Kalyanne Fernández y Blanca de la Noval. Caracterización de especies de Micorrizas Arbusculares a partir de la detección de enzimas específicas. En XII Seminario Científico: Programa y Resúmenes. La Habana, INCA, p.111, 2000.
167. Roque-Malherbe, R. Física química de las Zeolitas.–La Habana: CNIC, 294 p. 1988.
168. Rosabal, A. /et al/. La Cachaza y el Estiércol vacuno: Una alternativa en la producción tabacalera. Instituto de Investigaciones Agronómicas “Jorge Dimitrov”. XIII Congreso del INCA. Libro Programas y Resúmenes. 2002.
169. Rosales, A. M.; Farias, J.; Gueman, S.; López, G. Valdovinos, G. Screening of mycorrhizal arbuscular fungi for nursery production of banana vitroplants. Annual international conference of the American Society for Horticultural Science. **Hortscience** (USA). 1997/06, vol 32, (3), 442.1, 1997.
170. Ruíz, L. Efectividad de las asociaciones micorrízicas en especies vegetales de raíces y tubérculos en suelos Pardos con Carbonatos y Ferralíticos Rojos de la región central de Cuba. Tesis en opción al Grado Científico de Doctor en Ciencias Agrícolas. Universidad Agraria de La Habana. Instituto Nacional de Ciencias Agrícolas. Instituto de Investigaciones en Viandas Tropicales. La Habana, 117 p. 2001.
171. Ruiz, L. El uso de las Micorrizas, la Fosforina y el Azotobacter como bioestimuladores del crecimiento en vitroplantas de plátano (*Musa* spp). Agrotecnia de Cuba, vol. 27, (1), 104-106. 1997.

172. Ruíz, L; Rivera, R. Y Dinorah Carvajal. Efectividad de las Asociaciones Micorrízicas en raíces y Tubérculos en dos tipos de suelos. En XII Seminario Científico: Programas y Resúmenes. La Habana, INCA, p. 112. 2000.
173. Saif, S.R. Growth responses of tropical-forage plant to vesicular-arbuscular mycorrhizal. **Plant and Soil** 97(1): 25-35, 1987.
174. Sánchez, C.; R. Rivera; C. González et al; Efecto de diferentes cepas de micorrizas arbusculares (HMA) sobre la producción de posturas de cafetos en tres tipos de suelos del macizo montañoso Guamuahaya. Cultivos Tropicales en prensa, 2000 b.
175. Sánchez, C. Manejo de las asociaciones micorrízicas arbusculares y abonos verdes en la producción de posturas de café en algunos tipos de suelos. Tesis de Doctorado. 105 p. INCA. Cuba. 2001.
176. Sasson, A. Las biotecnologías: desafíos y promesas. Unesco/Centro de Investigaciones Biológicas. La Habana, Cuba. p. 119. 1984.
177. Sávinov, I. N. Prácticas de edafología. Editorial MirIR Moscú. p. 279, 1984.
178. Scharock, s. & Frison, E. Musa production around the world – trends, varieties and regional importante. Pp. 423 – 47 in Networking Banana and Plant: Annual Report. INIBAP, Montpellier, France. 1998.
179. Schoofs, H., Panis, B., Strosse, H., Mayo, A., López, J., Roux, N., Dolezel, J. y Swennen, R. Cuellos de botella en la generación y mantenimiento de las suspensiones celulares morfogénicas de banano y la regeneración de las plantas vía embriogénesis somática a partir de ellas. **INFOMUSA**. La Revista Internacional sobre Banano y Plátano. Vol. 8. No 2. p.3. 1999.
180. Sempere, F. y Santamarina, P. L. Aplicación de las Micorrizas. Extracto de artículo de la Revista “**Agrícola Vergel**”. (CO) 4 (232): 198 – 201. 2001.
181. Serrano, Z. Técnicas de invernadero. España: Sevilla, 644 p. 1990.
182. Sieverding, E. Vesicular arbuscular mycorrhizal in tropical agrosistem. Federal republic of germany: Deutsche gesellsschaft fur tech-nusche Zusammenarbeit (GTZ) GMBH, 371. 1991.
183. Sieverding, E. /et al/. Biomass production and nutrient concentration in espores of VA Mycorrhizal fungi. **Soil. Biol. Biochem.** 21, 69 – 72. 1989.
184. Sieverding, E. y S. Toro. Infuence of soil water regimes in VA mycorrhize V. Performance of different VAM fungi especies witch Cassova. **J. Agronomy & Crop Science**: 161, 322 – 332. 1988.
185. Simmonds, N. W. Los Plátanos. Editorial Blume. Instituto del Libro. Colección Agricultura Tropical. La Habana. p.63- 68. 1973
186. Siqueira, J. O. y Franco, A. A. Biotecnología do Solo. Fundamentos e Perspectivas. MEC-ESAL-FACPE-ABEAS. Brasilia, D. F. 235 p. 1988.
187. Smith, S.E., /et al/. Nutrient transport in mycorrhizas: structure, phisyology and consequences for efficiency of the symbiosis. **Plant and Soil**, vol. 159, p. 103-113, 1994.
188. Solórzano Ernestina; Yakelin Rodríguez; Pérez, E.; Belkis Peteira; Ondina León y Fernández, F. Mecanismos bioquímicos de defensa en la interacción tomate-hongos micorrizógenos arbusculares. Resultados preliminares. En XII Seminario Científico: Programa y Resúmenes. La Habana, INCA, p. 113. 2000.

189. Sosa, Raquel. Precio oficial de las posturas de banano (precio pagado por los portadores en la campaña a \$0,99 posturas-1. (Comunicación personal). 2000, 2001 y 2002.
190. Souza, J. L. "Cultivo Orgánico de Hortalizas – Sistema de Producción" LISBOA. 154 p. 1999.
191. Suárez, J., González, P. P. y Baños, R. Reciclaje de residuos orgánicos para la producción de compost. En IV Encuentro de Agricultura Orgánica. ACTAF. La Habana. 295 – 296, 2002.
192. Suquilanda, M. B. Agricultura Orgánica. Alternativas. Tecnología del futuro. Ed. FUNDAGRO. Quito. 654 p. 1996.
193. Terán, Z., Grass, G. y Plana, R. Sustratos más eficientes con zeolita para la adaptación de vitroplantas de caña de azúcar. **Cultivos Tropicales**, vol. 17, no. 3, p.47-52. 1996.
194. Toledo, L., Silveira, J. y Batista, A. Uso del Humus de lombriz en la CPA "Mártires de Cumanayagua" para el cultivo del tabaco (*Nicotiana tabacum*). En IV Encuentro de Agricultura Orgánica. ACTAF. La Habana. 299 p. 2001.
195. Trappe, J. M. Phylogenetic and ecologic aspect of micotrophy in the Angiosperms from an evolutionary standpoint – Boca Ratón: CRC Press, – p. 5 – 25. 1987.
196. Vega, E. A., Misleidy de Cárdenas, Rodríguez, R., Herrera, J. A. Abonos Orgánicos Procesados; alternativa para la producción de pepino en organopónicos. Universidad de Ciego de Avila. XII Congreso Científico del INCA. Libro de Resúmenes. 2002.
197. Vilches, Eneida y Eneida Núñez. Efecto de los residuos de leguminosas sobre estadios de una población de lombrices (*Eisenia fetida*) y caracterización biológica del humus de obtenido. Revista **Cultivos Tropicales**, 21 (3), p. 25 – 31, 2000.
198. Villaseñor, L., Olivia Rodríguez y Arias, A. Las Micorrizas: hongos amigos de los bosques. Centro Universitario de Ciencias Biológicas y Agropecuarias. Universidad de Guadalajara. 1998.
199. Williams, S.C. /et al/. Effects of fertilizers and arbuscular mycorrhizal fungi on the post-vitro of micropagated strawberig. **Agronomic** 12 (10): 851- 857, 1992.

ANEXOS

Fig 1. VITROPLANTAS ADAPTADAS EN CEPELLONES.



Foto 2.

CACHAZA



SUELO



E. VACUNO



ZEOLITA

Foto 3. VITROPLANTAS DE BANANO



Foto 4.



Glomus sp



G. intraradices



Glomus fasciculatum



Glomus. clarum

TABLA 1. SUSTRATOS Y TRATAMIENTOS UTILIZADOS EN LOS EXPERIMENTOS DE LA SERIE NO 1. (EXPERIMENTOS NO. 1 Y 2).

No	TRATAMIENTOS
1	Cachaza 100%
2	Cachaza 100 % + <i>G. fasciculatum</i>
3	Cachaza – Suelo 3:1
4	Cachaza - Suelo 3:1 + <i>G. fasciculatum</i>
5	Cachaza – Suelo 1:1
6	Cachaza - Suelo 1:1 + <i>G. fasciculatum</i>
7	Cachaza – Suelo 1:3
8	Cachaza - Suelo 1:3 + <i>G. fasciculatum</i>
9	Cachaza – Zeolita 3:1
10	Cachaza – Zeolita 3:1 + <i>G. fasciculatum</i>
11	Cachaza – Zeolita 1:1
12	Cachaza – Zeolita 1:1 + <i>G. fasciculatum</i>
13	Cachaza – Zeolita 1:3
14	Cachaza – Zeolita 1:3 + <i>G. fasciculatum</i>

TABLA 2. SUSTRATOS Y TRATAMIENTOS UTILIZADOS EN LOS EXPERIMENTOS DE LA SERIE NO 2. (EXPERIMENTOS NO. 3 Y 4).

No	TRATAMIENTOS
1	Estiércol vacuno 100%
2	Estiércol vacuno 100 % + <i>G. fasciculatum</i>
3	Estiércol vacuno – Suelo 3:1
4	Estiércol vacuno – Suelo 3:1 + <i>G. fasciculatum</i>
5	Estiércol vacuno – Suelo 1:1
6	Estiércol vacuno - Suelo 1:1 + <i>G. fasciculatum</i>
7	Estiércol vacuno – Suelo 1:3
8	Estiércol vacuno - Suelo 1:3 + <i>G. fasciculatum</i>
9	Estiércol vacuno – Zeolita 3:1
10	Estiércol vacuno – Zeolita 3:1 + <i>G. fasciculatum</i>
11	Estiércol vacuno – Zeolita 1:1
12	Estiércol vacuno – Zeolita 1:1 + <i>G. fasciculatum</i>
13	Estiércol vacuno – Zeolita 3:1
14	Estiércol vacuno – Zeolita 3:1 + <i>G. fasciculatum</i>

TABLA 3. SUSTRATOS Y CEPAS DE MICORRIZAS ARBUSCULARES EMPLEADAS EN LOS EXPERIMENTOS DE LA SERIE NO. 3. (EXPERIMENTOS NO. 5, 6, 7 Y 8).

No.	Tratamientos
Orden	
1	Cachaza – Suelo 3: 1. Experimentos 5 y 6.
2	Cachaza - Suelo 3 : 1 + G. sp ©
3	Cachaza - Suelo 3 : 1 + G. fasciculatum ©
4	Cachaza - Suelo 3 : 1 + G. clarum ©
5	Cachaza - Suelo 3 : 1 + G. intraradices ©
6	Cachaza - Suelo 3 : 1 + G. fasciculatum ®
1	Estiércol vacuno - Suelo 1: 1. Experimentos 7 y 8.
2	Estiércol vacuno - Suelo 1 : 1 + G. sp ©
3	Estiércol vacuno - Suelo 1 : 1 + G. fasciculatum ©
4	Estiércol vacuno - Suelo 1 : 1 + G. clarum ©
5	Estiércol vacuno - Suelo 1 : 1 + G. intraradices ©
6	Estiércol vacuno - Suelo 1 : 1 + G. fasciculatum ®

® - Cepa comercial de HMA

© - Cepa certificada de H

TABLA 4. DIMENSION DE LOS AGREGADOS DE LAS FUENTES Y MEZCLAS (en mm). CONTENIDOS DE ESTOS (en % de la muestra secada al aire).

FUENTES Y MEZCLAS	(mm) / %			
	>5	5-1	1- 0.25	<0.25
Cachaza	1.38	45.71	44.60	8.51
E. vacuno	4.81	59.40	30.27	5.27
Suelo	2.27	52.31	42.64	3.88
Zeolita	0.25	69.93	28.70	1.48
C – S 3:1	5.77	58.73	30.82	3.28
C – S 1:1	6.90	56.42	31.17	5.83
C – S 1:3	0.28	73.89	24.60	1.27
C – Z 3:1	14.46	56.83	25.15	3.16
C – Z 1:1	16.85	56.79	24.01	1.89
C – Z 1:3	2.14	63.57	29.31	2.32
E. v – S 3:1	5.22	56.99	28.40	9.83
E. v – S 1:1	4.52	56.62	34.02	5.56
E. v – S 1:3	5.11	53.52	32.56	7.58
E. v – Z 3:1	4.29	85.58	9.02	0.91
E. v – Z 1:1	0.96	63.30	31.73	4.56
E. v – Z 1:3	0.21	56.25	41.86	1.99

TABLA 5.- RESULTADOS DE ALGUNOS ANALISIS FISICOS DE LAS FUENTES Y MEZCLAS.

Fuentes y mezclas	(Wn)	(Wh)	(Da)	(Dr)	(Pt)	(Pw)	(Pa)
	%		g / cm ³		%		
	Cachaza	9,35	2,13	0,84	2,29	62,44	8,01
E. vacuno	24,64	17,07	0,40	1,83	79,27	9,86	69,41
Suelo	9,32	2,13	0,84	2,40	65,00	7,83	57,17
Zeolita	4,80	2,27	0,91	2,87	68,29	4,36	63,93
C-S 3:1	23,61	13,64	0,73	2,16	67,47	5,25	62,32
C-S 1:1	7,82	4,26	0,77	2,22	64,35	3,59	60,76
C-S 1:3	4,66	2,13	0,78	2,53	51,15	2,05	49,10
C-Z 3:1	8,98	4,35	0,70	1,39	68,25	6,29	58,36
C-Z 1:1	7,39	2,13	0,80	1,98	64,25	5,91	62,34
C-Z 1:3	5,43	2,13	0,89	2,52	46,70	4,83	41,87
E. v-S 3:1	26,89	14,19	0,57	2,46	78,65	15,33	63,32
E. v-S 1:1	9,35	4,35	0,67	2,56	72,76	10,68	62,08
E. v-S 1:3	8,68	2,13	0,77	2,56	69,92	6,68	63,24
E. v-Z 3:1	23,48	14,42	0,51	2,02	77,33	11,97	65,36
E. v-Z 1:1	11,29	2,13	0,71	2,25	69,53	8,02	61,51
E. v-Z 1:3	7,75	2,13	0,85	2,33	57,92	6,59	51,33

LEYENDA

Wn -----Humedad natural

Wh -----Humedad higroscópica

Da -----Densidad aparente

Dr -----Densidad real

Pt -----Poros totales

Pw -----Poros de agua

Pa -----Poros de aireación

TABLA 6. RESULTADOS DE LOS ANALISIS DE LOS ABONOS ORGÁNICOS (BASE SECA Y HÚMEDA) UTILIZADOS PARA FORMAR LOS SUSTRATOS.

Fuente orgánica	Tipo de base	pH	%						Humedad de campo
		H ₂ O	M. O.	N	P	K	Ca	Mg	
Cachaza	Seca	7,1	57,80	2,70	2,00	0,15	7,80	0,80	64,0
	Húmeda		20,80	0,97	0,72	0,05	2,80	0,29	
Estiércol vacuno	Seca	7,3	51,30	2,30	1,01	1,60	3,08	1,09	54,8
	Húmeda		23,18	1,03	0,46	0,67	1,39	0,49	

TABLA 7. RESULTADOS DE LOS ANALISIS AGROQUÍMICOS DE LAS FUENTES MINERALOGICAS UTILIZADAS PARA FORMAR LOS SUSTRATOS.

FUENTE	pH	M. O. (%)	P (ppm)	cmol. Kg ⁻¹			
				K	Ca	Mg	Na
Suelo	7,6	2,84	133	1,66	21,15	3,5	0,28
Zeolita	9,4	-----	118	7,28	34,50	2,0	24,30

TABLA 8. - CARACTERÍSTICAS QUÍMICAS DE LOS SUSTRATOS UTILIZADOS EN LOS EXPERIMENTOS.

SUSTRATOS	pH	MO	P	K	Ca	Mg	Na
	H ₂ O	%	ppm	cmol. kg ⁻¹			
Cachaza- suelo 3:1	7,3	13,13	2800	4,85	29,2	8,30	0,48
Cachaza- suelo 1:1	7,8	11,46	2600	4,01	23,2	7,3	0,39
Cachaza-suelo 1:3	8,1	8,70	2000	3,45	20,0	3,5	0,35
Cachaza-Zeolita 3:1	7,5	20,90	4600	6,84	27,4	8,0	3,25
Cachaza-Zeolita 1:1	7,8	13,70	3700	5,25	42,0	12,1	12,20
Cachaza-Zeolita 1:3	8,2	13,70	3700	4,05	45,0	14,0	15,40
E. vacuno-suelo 3:1	7,2	16,50	2600	9,28	22,50	7,0	1,13
E. vacuno-suelo 1:1	7,4	10,30	1550	8,05	20,00	4,5	0,58
E. vacuno-suelo 1:3	8,1	9,24	1550	4,08	19,00	4,0	0,52
E. vacuno-Zeolita 3:1	7,6	24,80	3500	8,05	42,00	10,0	8,69
E. vacuno-Zeolita 1:1	7,8	13,70	2700	6,58	45,70	8,5	14,50
E. vacuno-Zeolita 1:3	8,3	10,30	2600	7,28	47,00	7,0	19,50

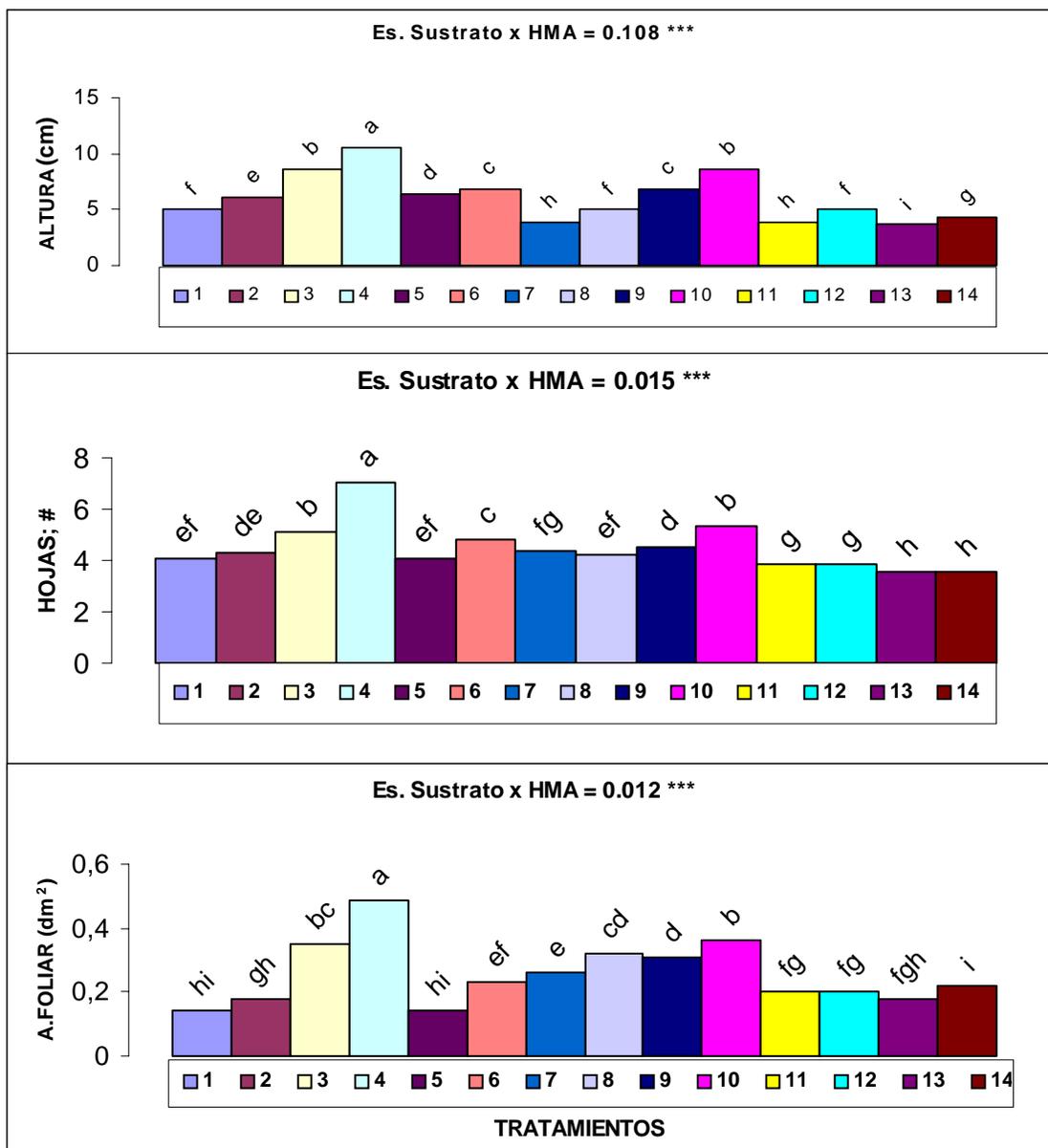


Fig. 1. Influencia de los tratamientos sobre las variables del crecimiento y desarrollo de las vitroplantas a los 60 ddp. Experimento No 1.

1)C 100 = Cachaza pura; 2)C 100 =Cachaza pura+HMA 3)Cachaza-Suelo3:1; 4)Cachaza-Suelo3:1+HMA; 5)Cachaza-Suelo1:1; 6)Cachaza-Suelo1:1+HMA; 7)Cachaza-Suelo1:3; 8)Cachaza-Suelo1:3+HMA; 9)Cachaza-Zeolita3:1; 10)Cachaza-Zeolita3:1+HMA; 11)Cachaza-Zeolita1:1; 12)Cachaza-Zeolita1:1+HMA; 13)Cachaza-Zeolita1:3; 14)Cachaza-Zeolita1:3+HMA.

Medias con letras iguales no difieren significativamente, según Dócima de Duncan para $p < 0,001$.

***: Diferencias significativas.

La docimación depende de la interacción Sustrato-HMA-Planta.

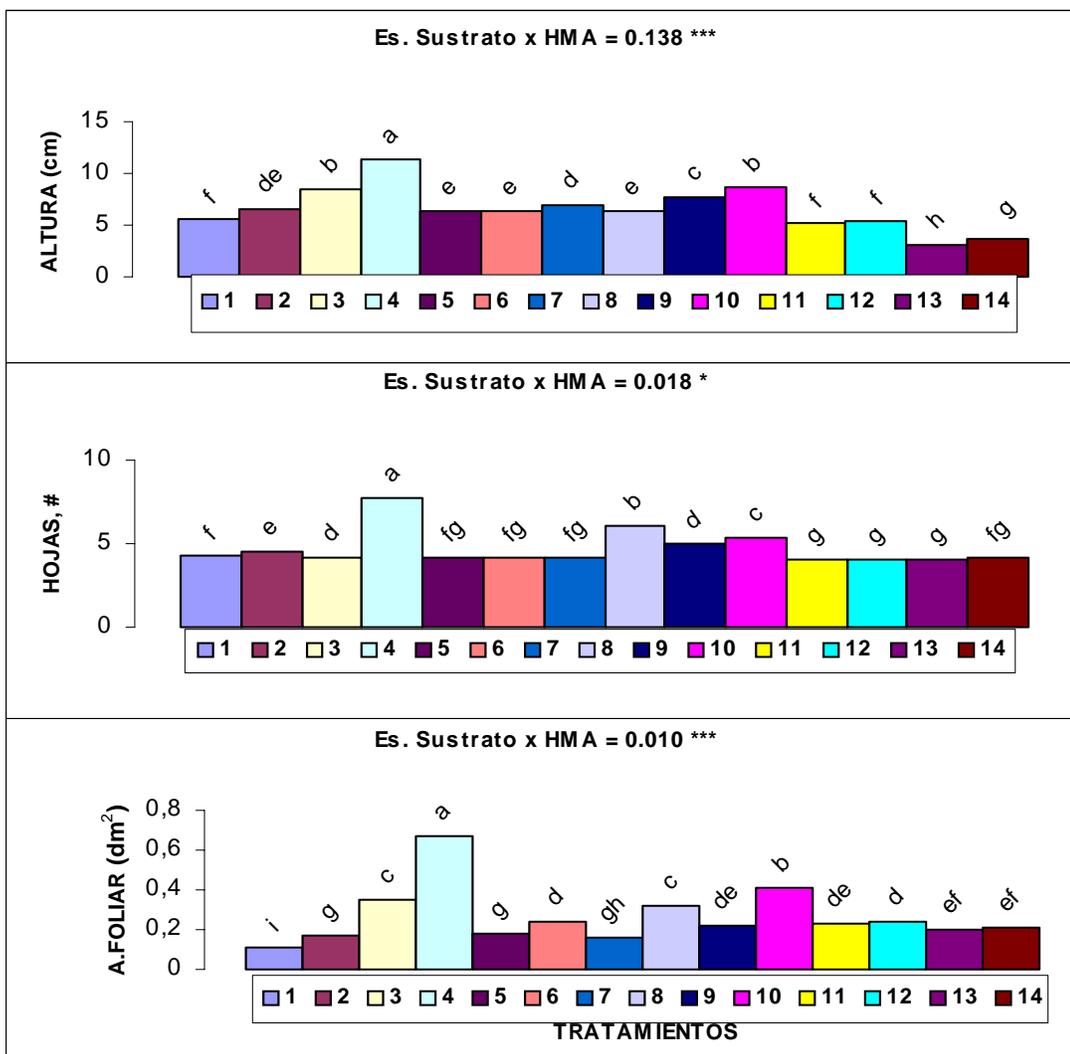


Fig. 2. Influencia de los tratamientos sobre las variables del crecimiento y desarrollo de las vitroplantas a los 60 ddp. Experimento No.2.

- 1) C 100 = Cachaza pura; 2)C 100 =Cachaza pura+HMA;3)Cachaza-Suelo3:1;
- 4)Cachaza-Suelo3:1+HMA;
- 5) Cachaza-Suelo1:1; 6) Cachaza-Suelo1:1+HMA;
- 7) Cachaza-Suelo1:3; 8) Cachaza-Suelo1:3+HMA; 9)Cachaza-Zeolita3:1;
- 10)Cachaza-Zeolita3:1+HMA; 11)Cachaza-Zeolita1:1; 12)Cachaza-Zeolita1:1+HMA; 13)Cachaza-Zeolita1:3; 14)Cachaza-Zeolita1:3+HMA.

Medias con letras iguales no difieren significativamente, según Dócima de Duncan para $p < 0,001$.

***: Diferencias significativas.

La docimación depende de la interacción Sustrato-HMA-Planta.

TABLA 9. INDICES DE EFICIENCIAS EN LA PRODUCCION DE AREA FOLIAR. EXPERIMENTO NO 2.

No.	Tratamientos	60 DIAS	
		Área foliar (dm ²)	Índices de Eficiencia (%)
1	Cachaza pura	0.11 i	
2	Cachaza pura + (HMA)	0.1 i	54.5
3	Cachaza-Suelo 3:1 (S.I)	0.35 c	-----
4	Cachaza-Suelo 3:1 + (HMA)	0.67 a	91.4
5	Cachaza-Suelo 1:1 (S.I)	0.18 g	-----
6	Cachaza-Suelo 1:1 + (HMA)	0.24 d	33.3
7	Cachaza-Suelo 1:3 (S.I)	0.16 gh	-----
8	Cachaza-Suelo 1:3 + (HMA)	0.32 c	45.5
9	Cachaza-Zeolita 3:1 (S.I)	0.22 de	-----
10	Cachaza-Zeolita 3:1 + (HMA)	0.41 b	86.4
11	Cachaza-Zeolita 1:1 (S.I)	0.23 de	-----
12	Cachaza-Zeolita 1:1 + (HMA)	0.24 d	4.3
13	Cachaza-Zeolita 1:3 (S.I)	0.20 ef	-----
14	Cachaza-Zeolita 1:3 + (HMA)	0.21 ef	5.0
	Es. Sustrato X HMA	0.01 ***	

S. I.= (VITROPLANTAS NO INOCULADAS).

HMA. = (VITROPLANTAS INOCULADAS CON MICORRIZA ARBUSCULAR).

Medias con letras iguales no difieren significativamente, según Dócima de Duncan para p < 0,001.

*****: Diferencias significativas.**

La docimación depende da la interacción Sustrato-HMA-Planta.

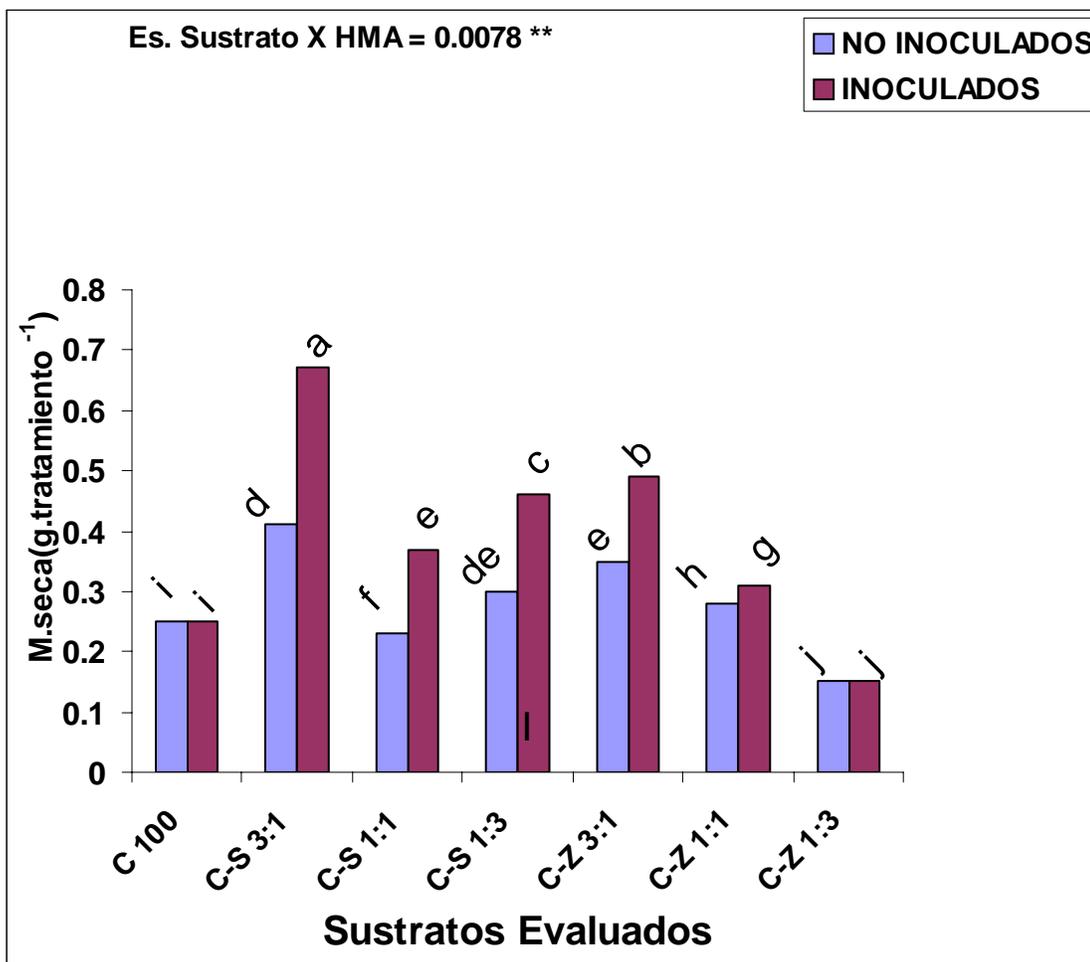


Fig. 3. Influencia de los tratamientos sobre la acumulación de Masa Seca por las vitroplantas inoculadas y no inoculadas a los 60 ddp.

Experimento No 2.

[(C-100 = Cachaza pura; C-S 3:1 = Cachaza-Suelo 3:1;

C-S 1:1 = Cachaza-Suelo 1:1; C-S 1:3 = Cachaza-Suelo 1:3)];

[(C-Z 3:1 = Cachaza-Zeolita 3:1; C-Z 1:1 = Cachaza-Zeolita 1:1;

C-Z 1:3 = Cachaza-Zeolita 1:3)].

NO INOCULADOS (sin HMA); INOCULADOS (aplicación HMA).

Medias con letras iguales no difieren significativamente, según Dócima de Duncan para $p < 0,001$.

***: Diferencias significativas.

La docimación depende de la interacción Sustrato-HMA-Planta.

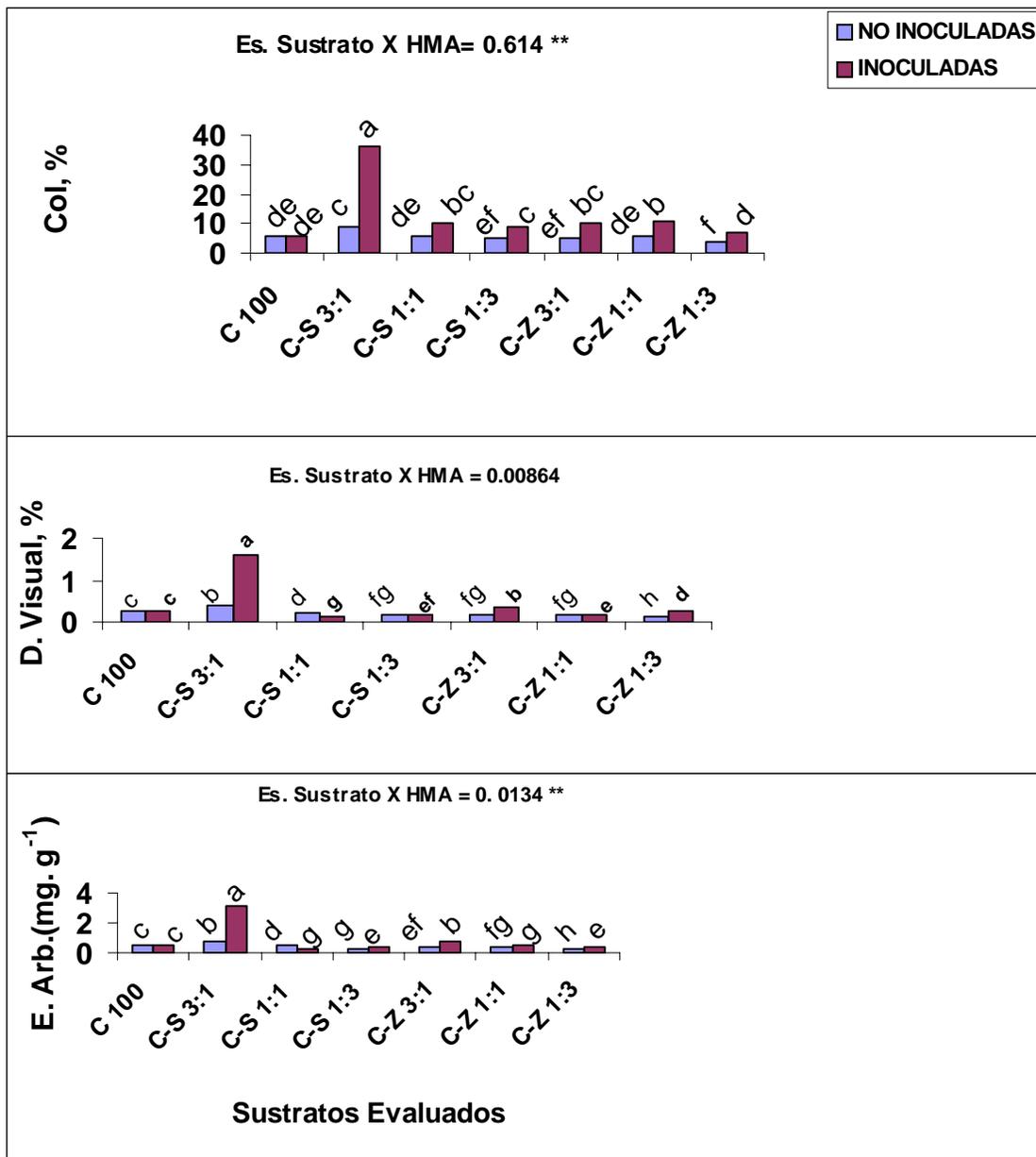


Fig. 4. Influencia de los tratamientos sobre la acumulación de Masa Seca por las vitroplantas inoculadas y no inoculadas a los 60 ddp. Experimento No 2.

[(C-100 = Cachaza pura; C-S 3:1 = Cachaza-Suelo 3:1; C-S 1:1 = Cachaza-Suelo 1:1; C-S 1:3 = Cachaza-Suelo 1:3)]; (C-Z 3:1 = Cachaza-Zeolita 3:1; C-Z 1:1 = Cachaza-Zeolita 1:1; C-Z 1:3 = Cachaza-Zeolita 1:3)].

NO INOCULADOS (sin HMA); INOCULADOS (aplicación HMA)

Medias con letras iguales no difieren significativamente, según Dócima de Duncan para $p < 0,001$.

*****: Diferencias significativas.**

La docimación depende de la interacción Sustrato-HMA-Planta.

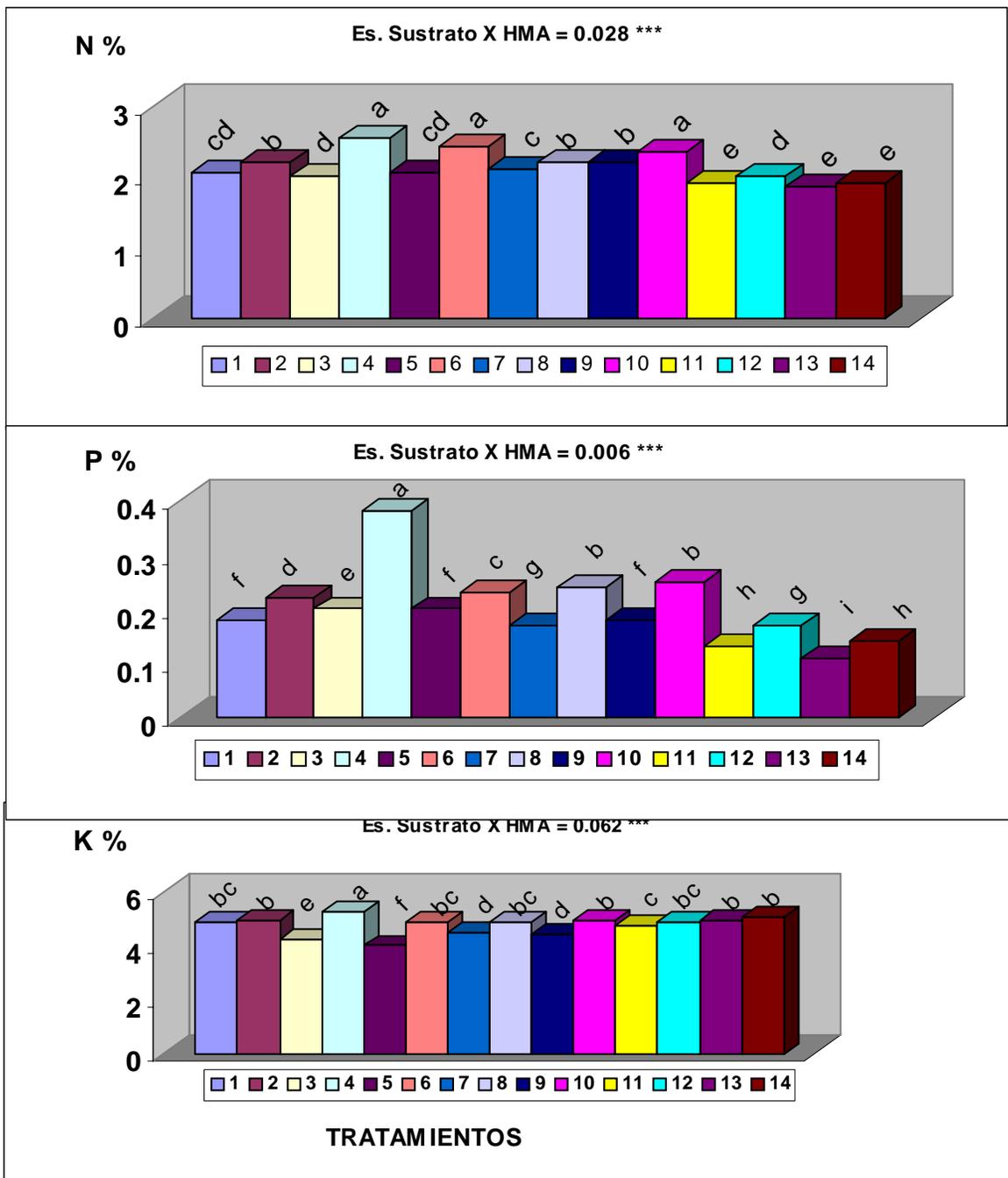


Fig. 5. Influencia de los tratamientos sobre los contenidos de N,P,K a los 60 ddp. Experimento No 2.

1)C 100 = Cachaza pura; 2)C 100+HMA =Cachaza pura+HMA 3)Cachaza-Suelo3:1; 4)Cachaza-Suelo3:1+HMA; 5)Cachaza-Suelo1:1; 6)Cachaza-Suelo1:1+HMA; 7)Cachaza-Suelo1:3; 8)Cachaza-Suelo1:3+HMA; 9)Cachaza-Zeolita3:1; 10)Cachaza-Zeolita3:1+HMA; 11)Cachaza-Zeolita1:1; 12)Cachaza-Zeolita1:1+HMA; 13)Cachaza-Zeolita1:3; 14)Cachaza-Zeolita1:3+HMA.

Medias con letras iguales no difieren significativamente, según Dócima de Duncan para $p < 0,001$.

***: Diferencias significativas.

La docimación depende de la interacción Sustrato-HMA-Planta.

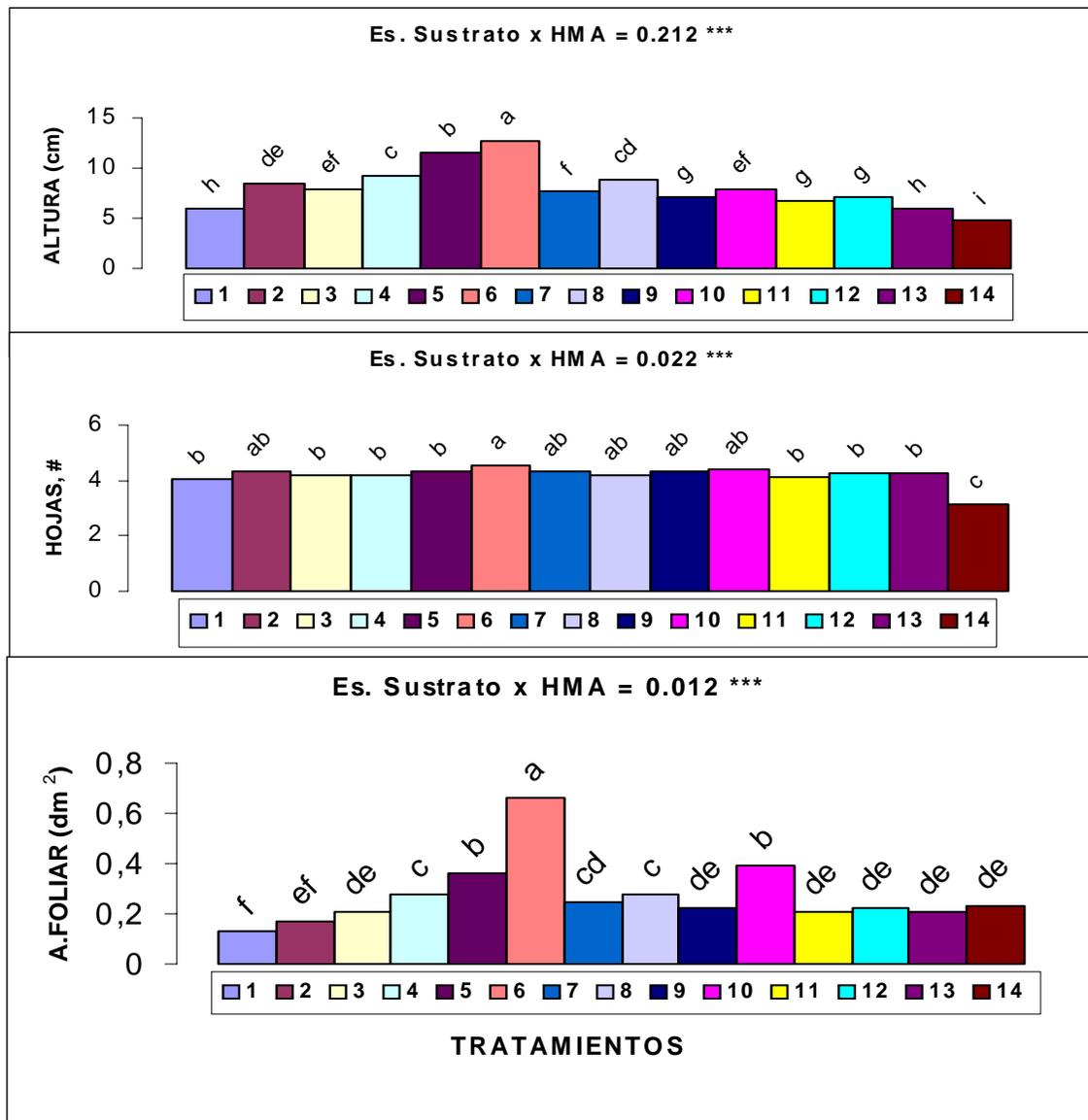


Fig. 6. Influencia de los tratamientos sobre las variables del crecimiento y desarrollo de las vitroplantas a los 60 ddp. Experimento No.3.

1)V 100 = E.vacuno puro; 2)V 100 + HMA = E.vacuno puro+HMA 3)E.vacuno-Suelo3:1; 4)E.vacuno-Suelo3:1+HMA; 5)E.vacuno-Suelo1:1; 6)E.vacuno-Suelo1:1+HMA; 7)E.vacuno-Suelo1:3; 8)E.vacuno-Suelo1:3+HMA; 9)E.vacuno-Zeolita3:1; 10)E.vacuno-Zeolita3:1+HMA; 11)E.vacuno-Zeolita1:1; 12)E.vacuno-Zeolita1:1+HMA; 13) E.vacuno-Zeolita1:3; 14)E.vacuno-Zeolita1:3+HMA.

Medias con letras iguales no difieren significativamente, según Dócima de Duncan para $p < 0,001$.

***: Diferencias significativas.

La docimación depende de la interacción Sustrato-HMA-Planta.

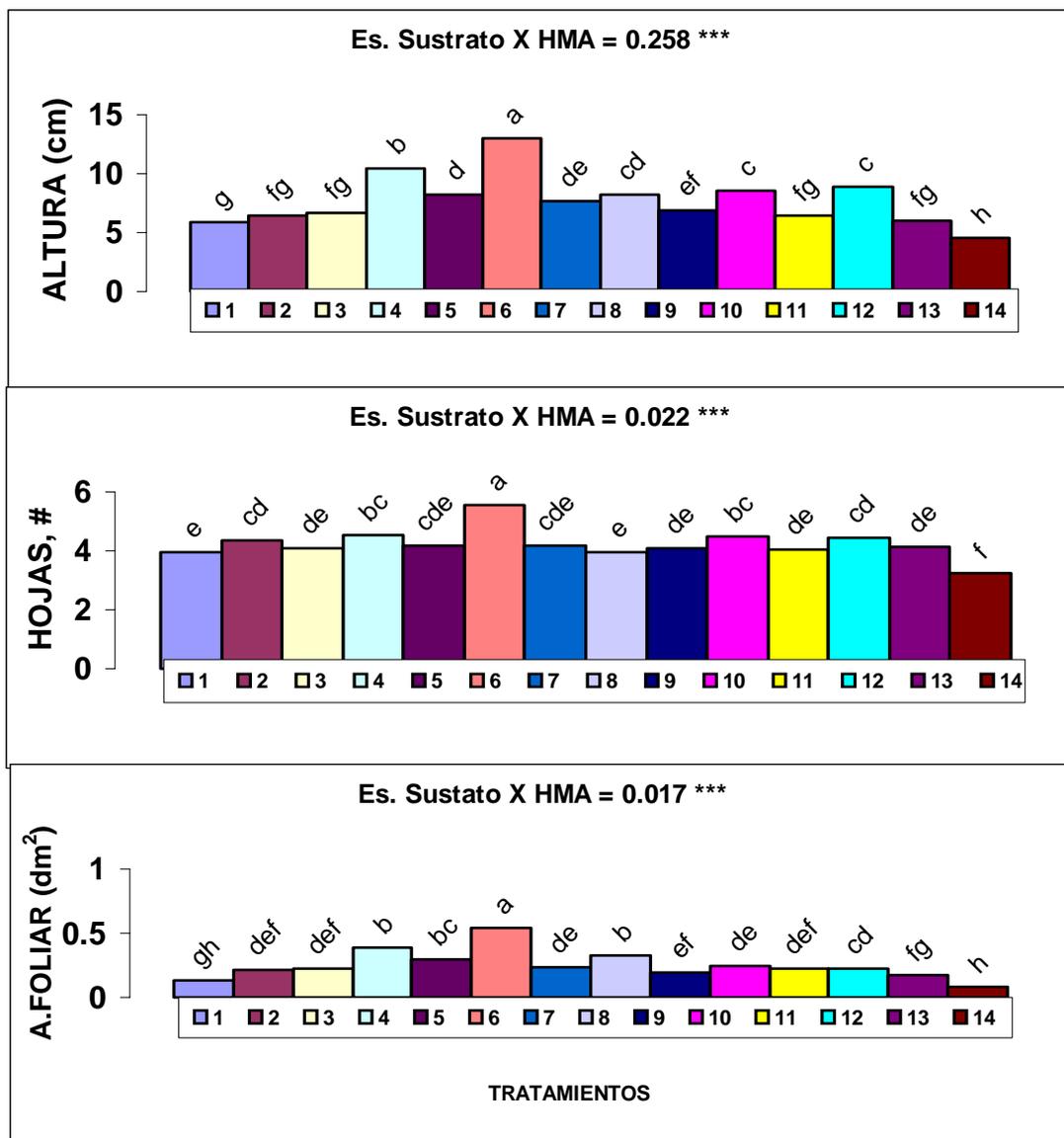


Fig. 7. Influencia de los tratamientos sobre las variables del crecimiento y desarrollo de las vitroplantas a los 60 ddp. Experimento No.4.

1)V 100 = E.vacuno puro; 2)V 100 + HMA = E.vacuno puro+HMA 3)E.vacuno-Suelo3:1; 4)E.vacuno-Suelo3:1+HMA; 5)E.vacuno-Suelo1:1; 6)E.vacuno-Suelo1:1+HMA; 7)E.vacuno-Suelo1:3; 8)E.vacuno-Suelo1:3+HMA; 9)E.vacuno-Zeolita3:1; 10)E.vacuno-Zeolita3:1+HMA; 11)E.vacuno-Zeolita1:1; 12)E.vacuno-Zeolita1:1+HMA; 13) E.vacuno-Zeolita1:3; 14)E.vacuno-Zeolita1:3+HMA.

Medias con letras iguales no difieren significativamente, según Dócima de Duncan para $p < 0,001$.

***: Diferencias significativas.

La docimación depende de la interacción Sustrato-HMA-Planta.

TABLA 10. INDICES DE EFICIENCIAS PARA LA PRODUCCION DE AREA FOLIAR. EXPERIMENTO NO. 4.

No	Tratamientos	60 DIAS	
		Area foliar (dm ²)	Índices de eficiencia (%)
1	E. Vacuno	0.13 f	-----
2	E. Vacuno + HMA	0.17 ef	30.8
3	E. Vacuno 3:1 Suelo (S.I.)	0.21 de	-----
4	E. Vacuno 3:1 Suelo (HMA)	0.28 c	33.3
5	E. Vacuno 1:1 Suelo (S.I.)	0.36 b	-----
6	E. Vacuno 1:1 Suelo (HMA)	0.66 a	83.3
7	E. Vacuno 1:3 Suelo (S.I.)	0.25 cd	-----
8	E. Vacuno 1:3 Suelo (HMA)	0.28 c	12.0
9	E. Vacuno 3:1 Zeolita(S.I.)	0.22 de	-----
10	E. Vacuno 3:1 Zeolita(HMA)	0.39 b	77.2
11	E. Vacuno 1:1 Zeolita(S.I.)	0.21 de	-----
12	E. Vacuno 1:1 Zeolita(HMA)	0.22 de	4.5
13	E. Vacuno 1:3 Zeolita(S.I.)	0.21 de	-----
14	E. Vacuno 1:3 Zeolita(HMA)	0.23 de	9.5
	Es. Sustrato X HMA	0.017 ***	

S. I. = (VITROPLANTAS SIN INOCULAR).

HMA. = (VITROPLANTAS INOCULADAS CON MICORRIZA ARBUSCULAR).

Medias con letras iguales no difieren significativamente, según Dócima de Duncan para $p < 0,001$.

*****: Diferencias significativas.**

La docimación depende de la interacción Sustrato-HMA-Planta.

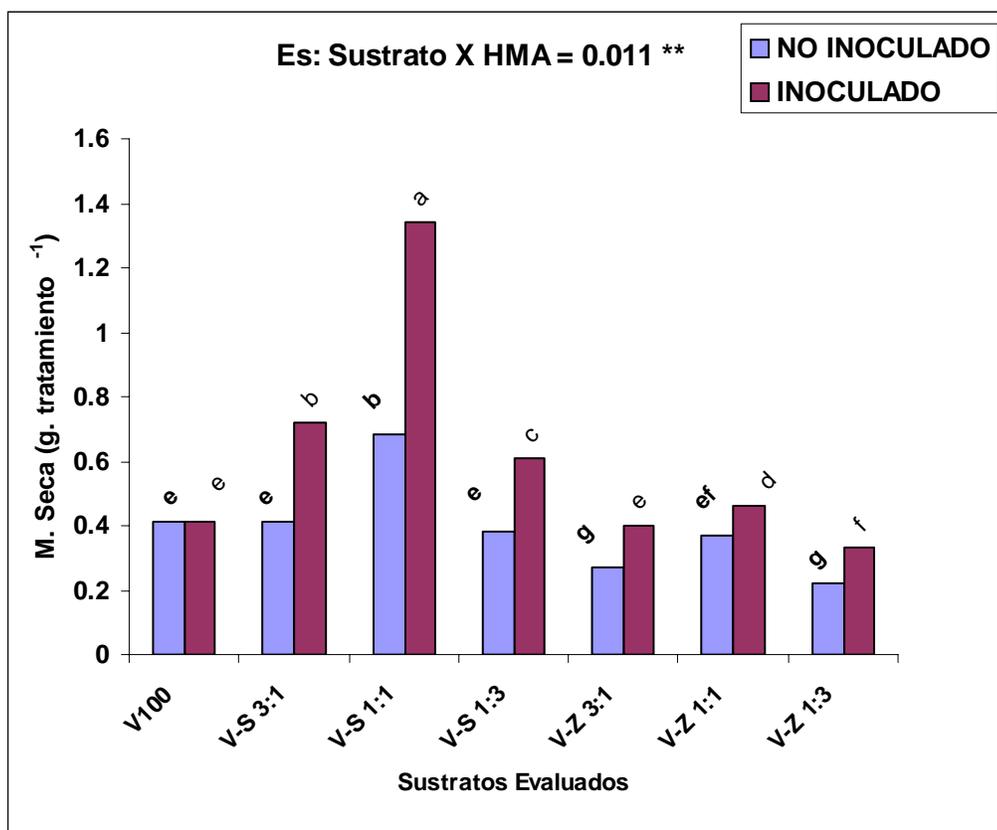


Fig. 8. Influencia de los tratamientos sobre la acumulación de Masa Seca de las vitropantas inoculadas y no inoculadas a los 60 ddp. Experimento No 4.

[(V-100 = E. vacuno puro; V-S 3:1 = E. vacuno-Suelo 3:1; V-S 1:1 = E. vacuno-Suelo 1:1; V-S 1:3 = E. vacuno-Suelo 1:3); [(V-Z 3:1 = E. vacuno-Zeolita 3:1; V-Z 1:1 = E. vacuno-Zeolita 1:1; V-Z 1.3 = E. vacuno-Zeolita 1:3)].

NO INOCULADOS (sin HMA); INOCULADOS (aplicación HMA).

Medias con letras iguales no difieren significativamente, según Dócima de Duncan para $p < 0,001$.

*****: Diferencias significativas.**

La docimación depende de la interacción Sustrato-HMA-Planta.

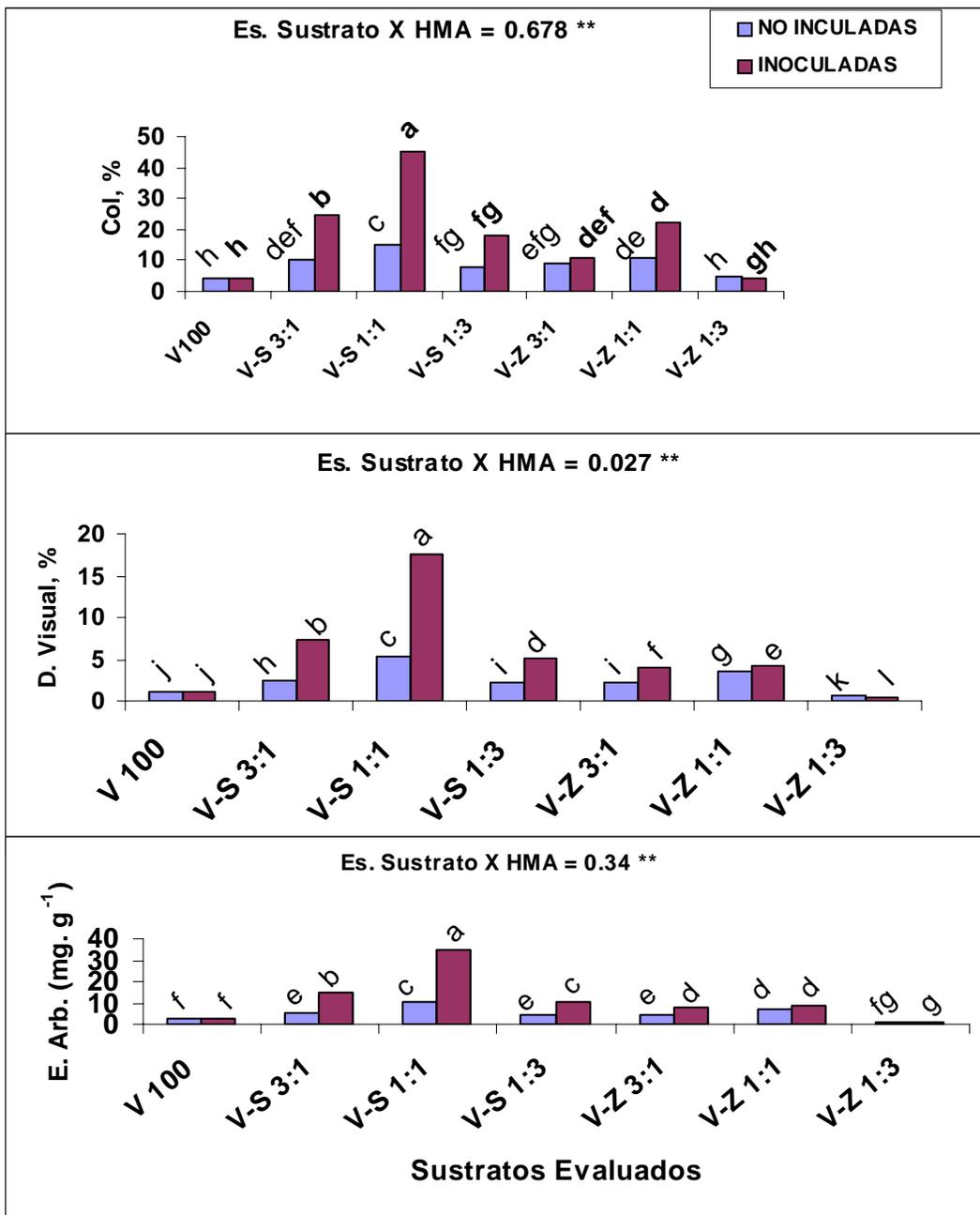


Fig. 9. Influencia de los tratamientos sobre el comportamiento de la simbiosis micorrízica de las vitroplantas inoculadas y no inoculadas a los 60 ddp. Experimento No 4.

[(V 100 = E. vacuno puro; V-S 3:1 = E. vacuno-Suelo3:1; V-S 1:1 = E. vacuno-Suelo1:1; V-S 1:3 = E. vacuno-Suelo1:3)]; [(V-Z 3:1 = E. vacuno-Zeolita3:1; V-Z 1:1 = E. vacuno-Zeolita1:1; V-Z 1:3 = E. vacuno-Zeolita1:3)].

NO INOCULADOS (sin HMA); INOCULADOS (con HMA).

Medias con letras iguales no difieren significativamente, según Dócima de Duncan para $p < 0,001$.

*****: Diferencias significativas.**

La docimación depende de la interacción Sustrato-HMA-Planta.

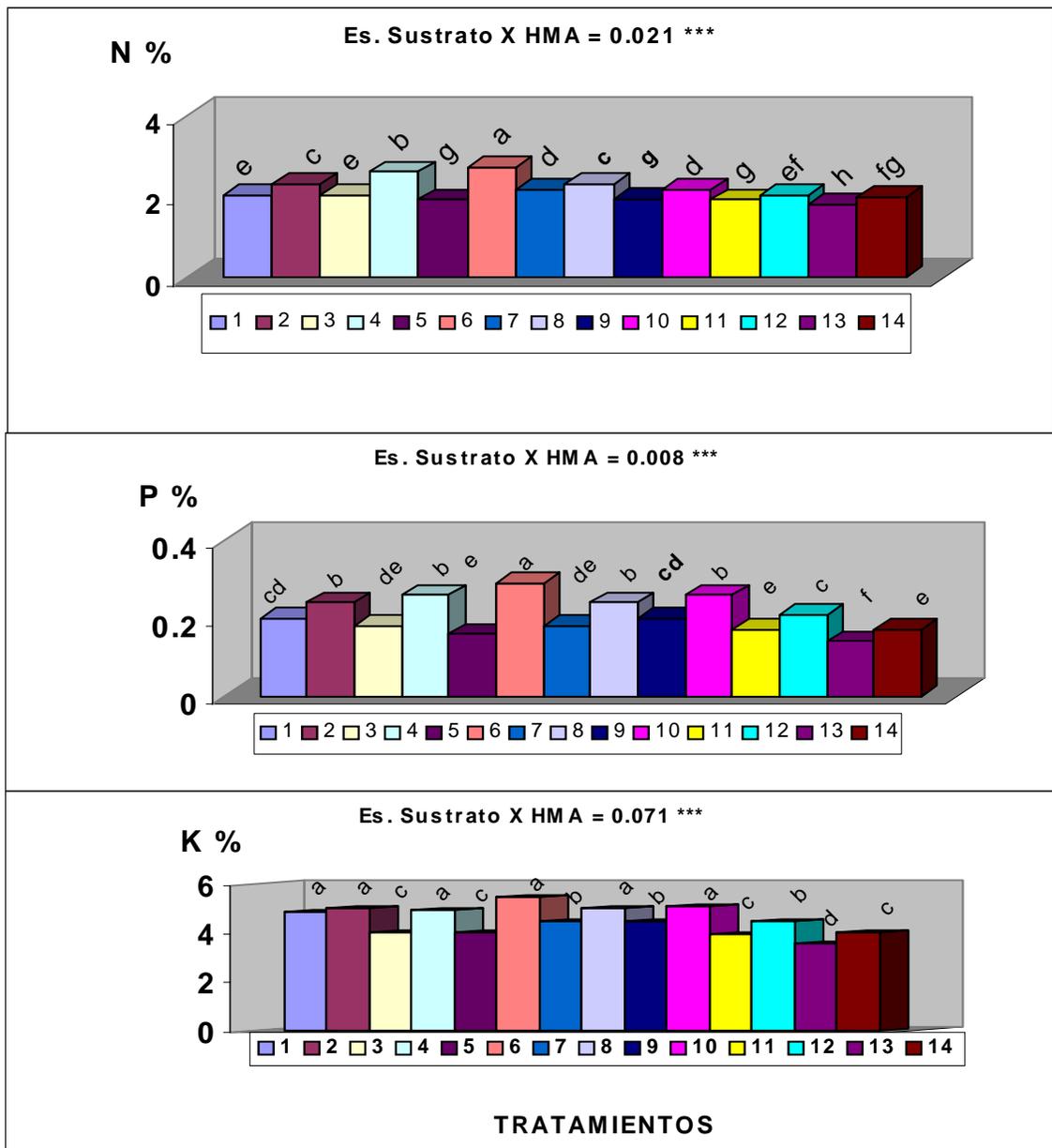


Fig. 10. Influencia de los tratamientos sobre los contenidos de N, P, K a los 60 ddp. Experimento No 4.

- 1) V 100 = E.vacuno puro; 2)V 100 +HMA = E.vacuno puro+HMA
 3)E.vacuno-Suelo3:1; 4)E.vacuno-Suelo3:1+HMA; 5)E.vacuno-Suelo1:1;
 6)E.vacuno-Suelo1:1+HMA; 7) E.vacuno-Suelo1:3; 8)E.vacuno-Suelo1:3+HMA; 9)E.vacuno-Zeolita3:1; 10)E.vacuno-Zeolita3:1+HMA;
 11)E.vacuno-Zeolita1:1; 12)E.vacuno-Zeolita1:1+HMA; 13) E.vacuno-Zeolita1:3; 14)E.vacuno-Zeolita1:3+HMA.

Medias con letras iguales no difieren significativamente, según Dócima de Duncan para $p < 0,001$.

***: Diferencias significativas.

La docimación depende de la interacción Sustrato-HMA-Planta.

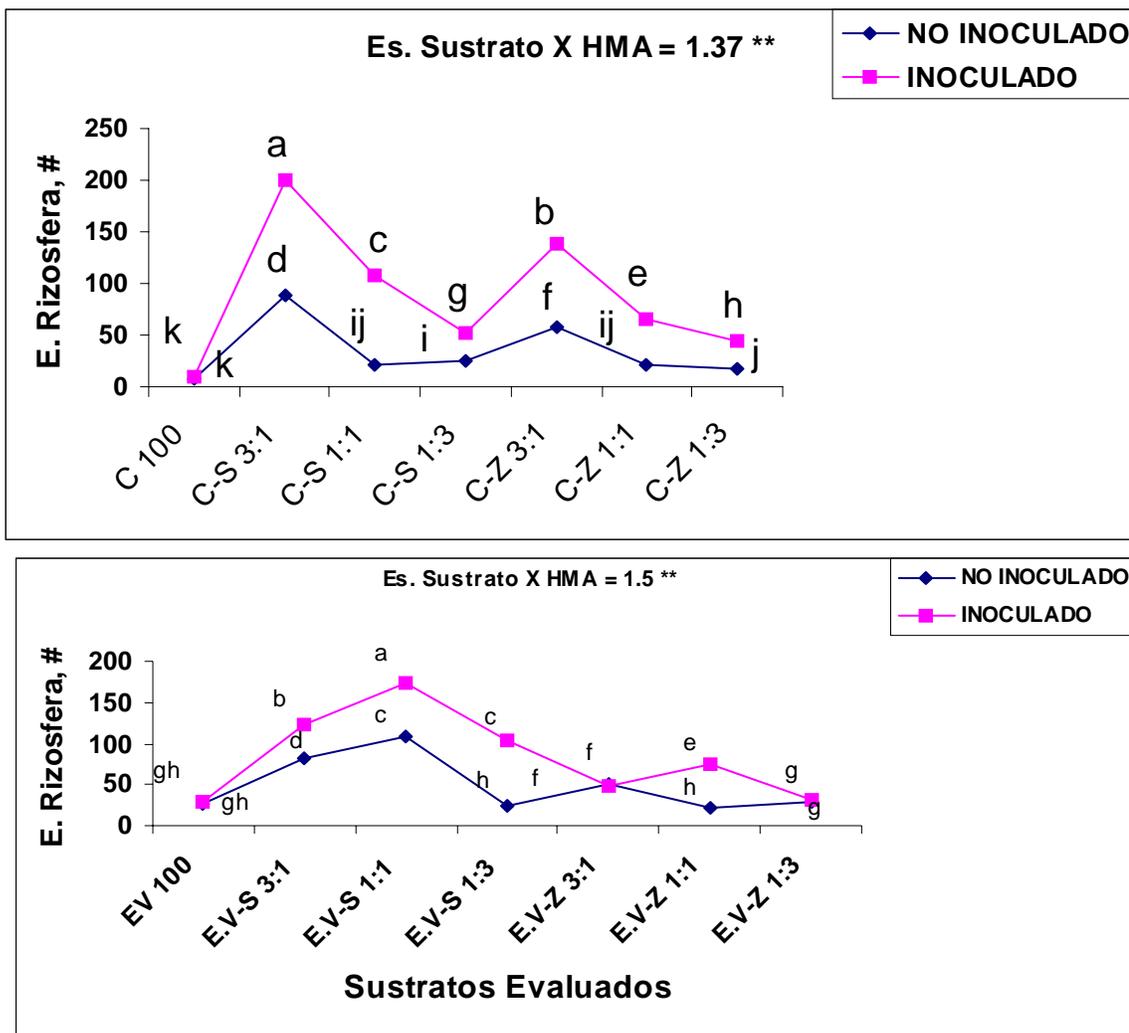


Fig. 11. Efecto residual de la aplicación de HMA a los 60 ddp.

Experimento No 2.

[(C 100 = Cachaza pura; C-S 3:1= Cachaza-Suelo 3:1; C-S 1:1= Cachaza-Suelo 1:1; C-S 1.3= Cachaza-Suelo 1:3);(C-Z 3:1= Cachaza-Zeolita 3:1; C-Z 1:1= Cachaza-Zeolita 1:1; C-Z 1:3 = Cachaza-Zeolita 1:3)];

Experimento No 4.

[(E.V-S 3:1= E.Vacuno-Suelo 3:1; E.V-S 1:1= E.Vacuno-Suelo 1:1; E.V-S 1:3 = E.Vacuno-Suelo 1:3); (E.V-Z 3:1; E.Vacuno-Zeolita 3:1; E.V-Z 1:1= E.Vacuno-Zeolita 1:1; E.V-Z 1:3 = E.Vacuno-Zeolita 1:3)].

Medias con letras iguales no difieren significativamente, según Dócima de Duncan para $p < 0,001$.

***: Diferencias significativas.

La docimación depende de la interacción Sustrato-HMA-Planta.

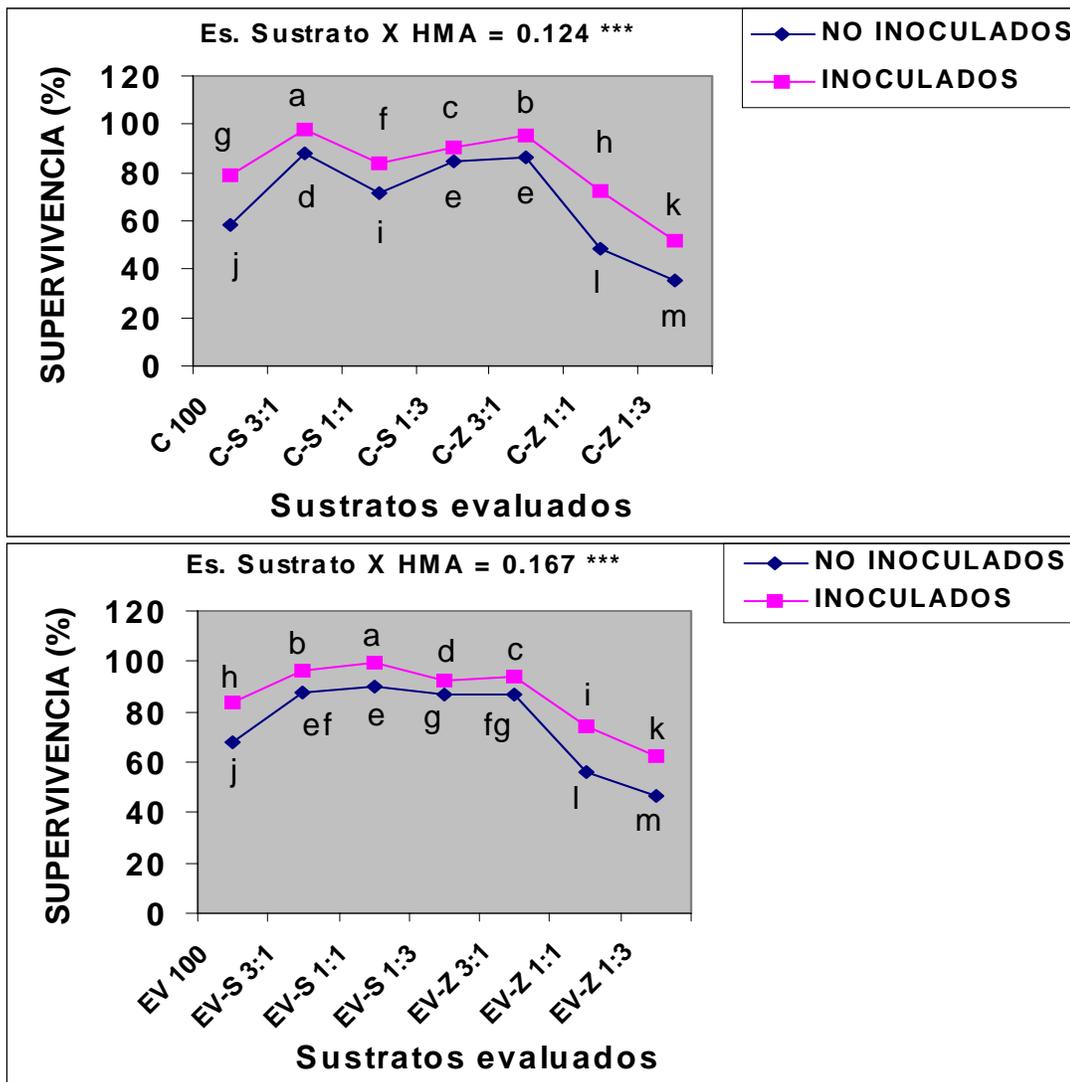


Fig. 12. Nivel de sobrevivencia de las vitropiantas en cada sustrato a los 60 ddp.

Experimento No 2.

[(C 100 = Cachaza pura; C-S 3:1= Cachaza-Suelo 3:1; C-S 1:1= Cachaza-Suelo 1:1; C-S 1.3= Cachaza-Suelo 1:3); (C-Z 3:1= Cachaza-Zeolita 3:1; C-Z 1:1= Cachaza-Zeolita 1:1; C-Z 1:3 = Cachaza-Zeolita 1:3)].

Experimento No 4.

[(E. V-S 3:1= E. Vacuno-Suelo 3:1; E. V-S 1:1= E. Vacuno-Suelo 1:1; E. V-S 1:3 = E. Vacuno-Suelo 1:3); (E. V-Z 3:1; E. acuno-Zeolita 3:1; E. V-Z 1:1= E. Vacuno-Zeolita 1:1; E. V-Z 1:3 = E. Vacuno-Zeolita 1:3)].

TABLA 11. COMPARACION DE LOS DOS MEJORES SUSTRATOS INOCULADOS.

Tratamientos	VARIABLES EVALUADAS					
	Altura (cm)			Area Foliar (dm ²)		
	Media	Es. X	Significación	Media	Es. X	Significación
Cachaza-Suelo 3:1 + HMA	11.37	0.188	P < 0.001 ***	0.48	0.245	P < 0.001 ***
E. vacuno – Suelo 1:1 + HMA	13.0	0.144		0.66	0.231	

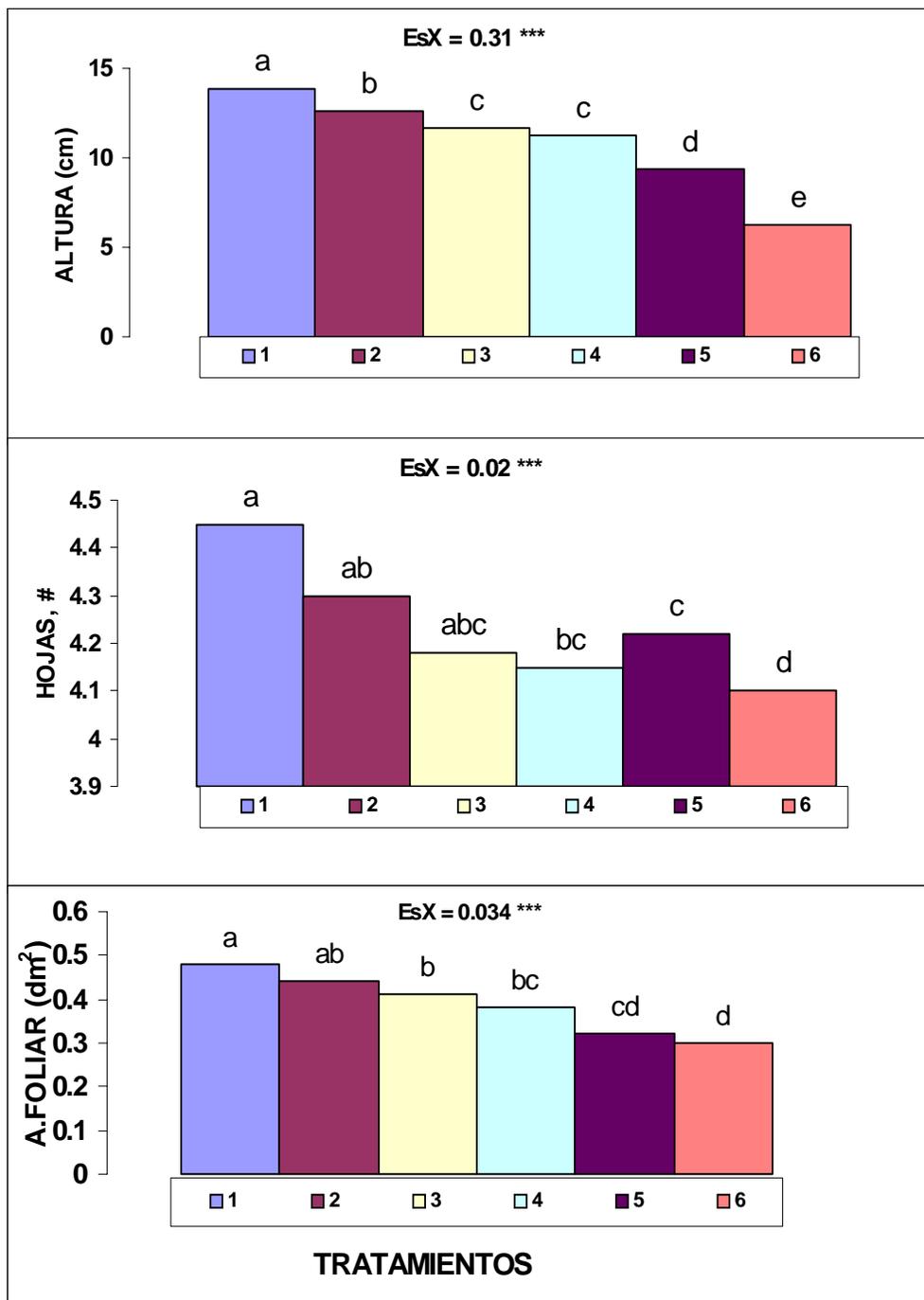


Fig. 13. Influencia de los tratamientos sobre las variables del crecimiento y desarrollo de las vitroplantas a los 60 ddp.

Experimento No 5. Sustrato (Cachaza-Suelo 3:1).

1) *G. fasciculatum*©; 2) *G. fasciculatum*©; 3) *G. clarum*©; 4) *G. intraradices*©; 5) *G. sp*©; 6) Testigo (sin inocular).

Medias con letras iguales no difieren significativamente, según Dócima de Duncan para $p < 0,001$.

*****: Diferencias significativas.**

La docimación depende de la interacción Sustrato-HMA-Planta.

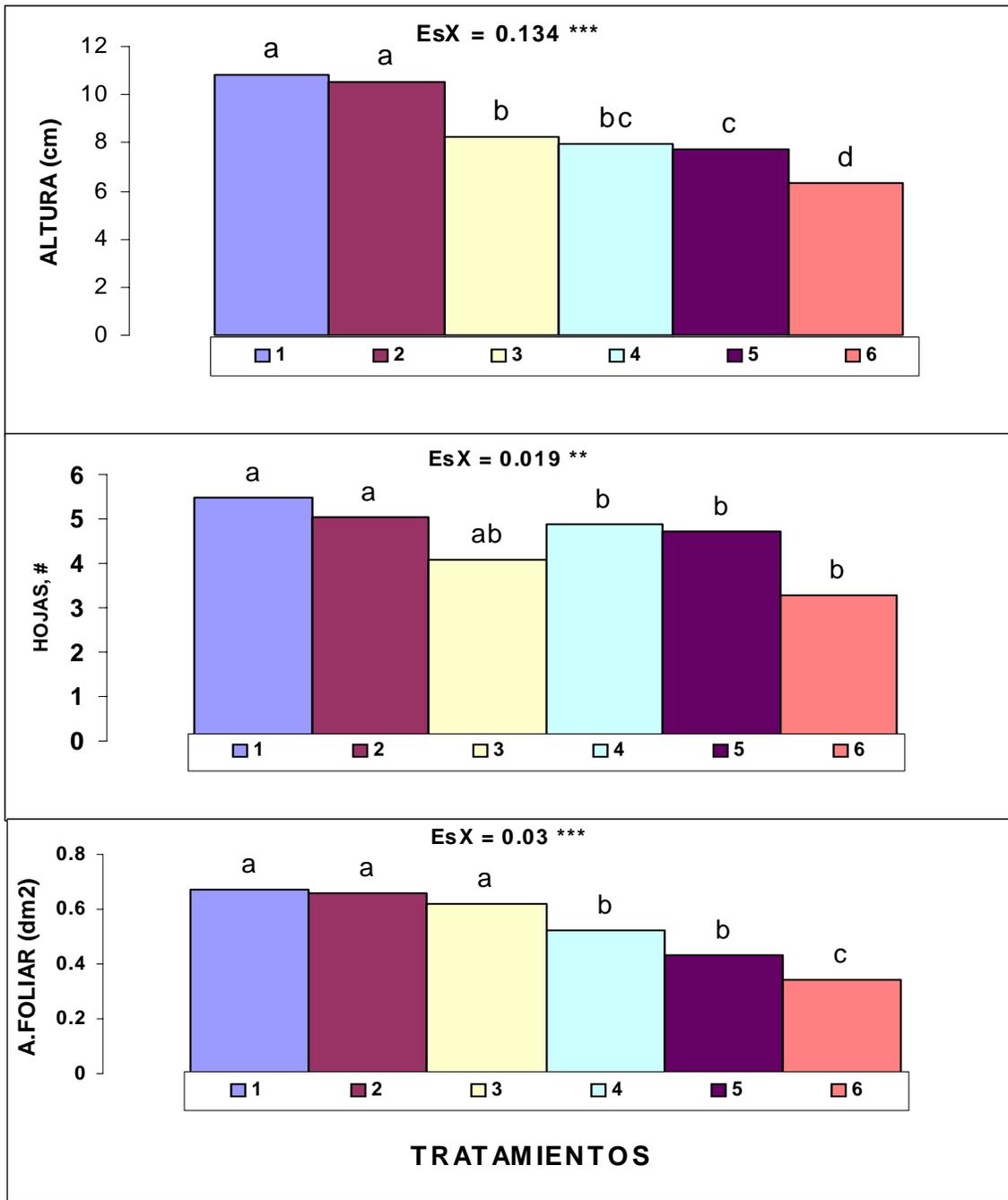


Fig. 14. Influencia de los tratamientos sobre las variables del crecimiento y desarrollo de las vitroplantas a los 60 ddp.

Experimento No 6. Sustrato (Cachaza-Suelo 3:1).

1) *G. fasciculatum*©; 2) *G. fasciculatum*®; 3) *G. intraradices*©,
 4) *G. clarum*©; 5) *G. sp*©, 6) Testigo (sin inocular).

Medias con letras iguales no difieren significativamente, según Dócima de Duncan para $p < 0,001$.

*****: Diferencias significativas.**

La docimación depende de la interacción Sustrato-HMA-Planta.

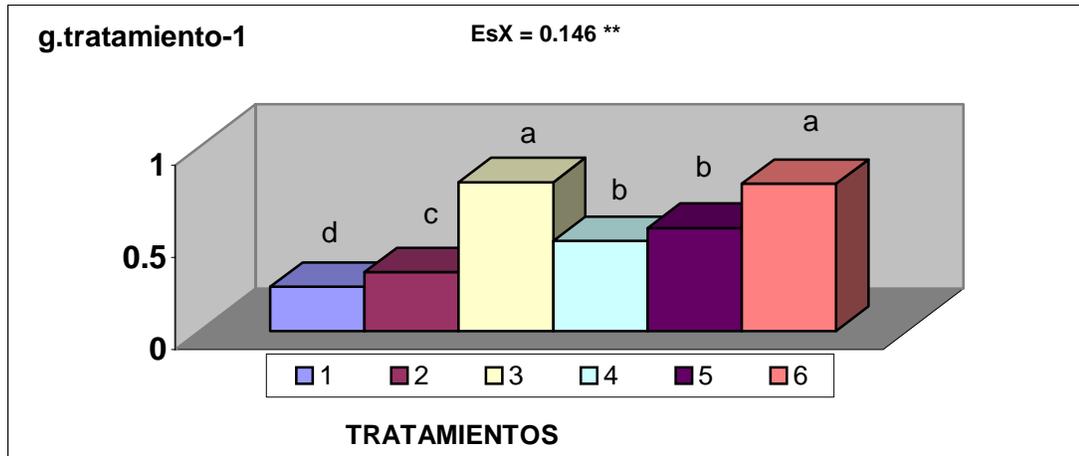


Fig. 15. Influencia de los tratamientos sobre la acumulación de Masa Seca a los 60 ddp.

Experimento No. 6. Sustrato (Cachaza-Suelo 3:1).

1) Testigo (sin HMA); 2) *G. sp*©; 3) *G. fasciculatum*©; 4) *G. clarum*©; 5) *G. intraradices*©; 6) *G. fasciculatum*®.

Medias con letras iguales no difieren significativamente, según Dócima de Duncan para $p < 0,001$.

*****: Diferencias significativas.**

La docimación depende de la interacción Sustrato-HMA-Planta.

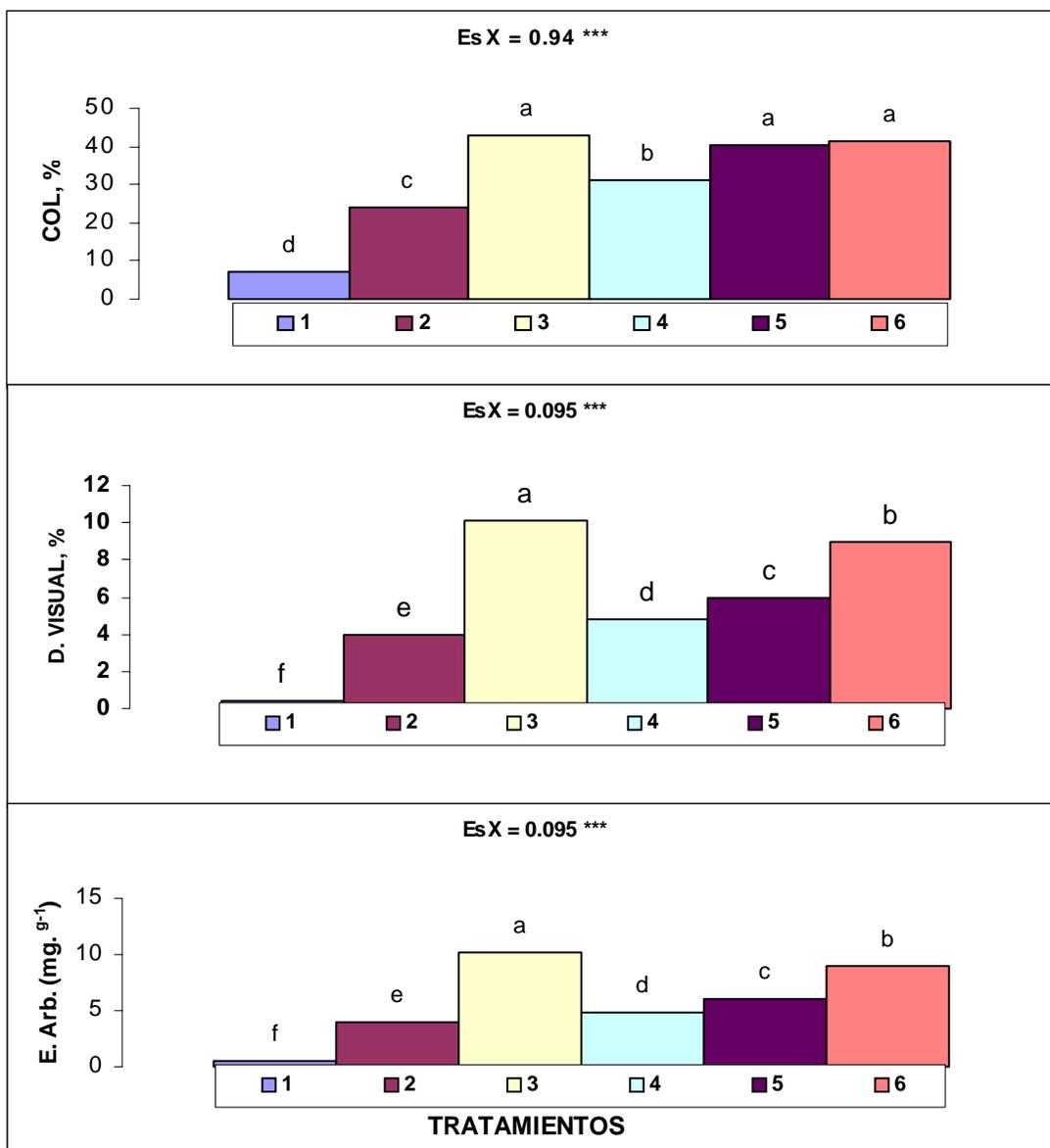


Fig. 16. Influencia de los tratamientos sobre el Comportamiento de la simbiosis micorrízica de las vitroplantas inoculadas y no inoculadas a los 60 ddp.

Experimento No 6. Sustrato (Cachaza-Suelo 3:1).

1) Testigo (sin inocular); 2) *G. sp*©; 3) *G. fasciculatum*©; 4) *G. clarum*©; 5) *G. intraradices*©; 6) *G. fasciculatum*®.

Medias con letras iguales no difieren significativamente, según Dócima de Duncan para $p < 0,001$.

*****: Diferencias significativas.**

La docimación depende de la interacción Sustrato-HMA-Planta.

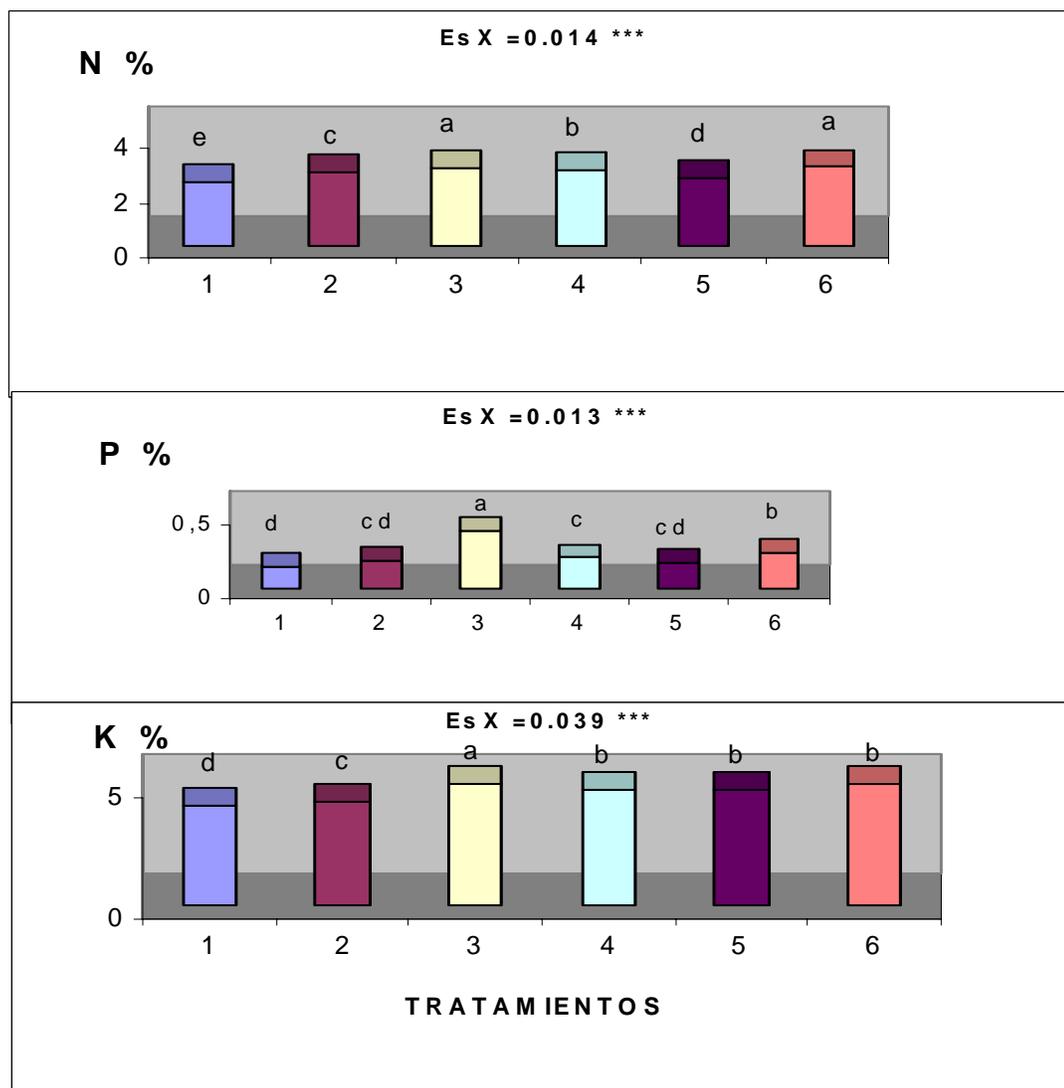


Fig. 17. Influencia de los tratamientos sobre los contenidos foliares de N, P, K a los 60 ddp.

Experimento No 6. Sustrato (Cachaza-Suelo 3:1).

1) Testigo (sin HMA); 2) *G. sp*©; 3) *G. fasciculatum*©; 4) *G. clarum*©; 5) *G. intraradices*©; 6) *G. fasciculatum*®.

Medias con letras iguales no difieren significativamente, según Dócima de Duncan para $p < 0,001$.

*****: Diferencias significativas.**

La docimación depende de la interacción Sustrato-HMA-Planta.

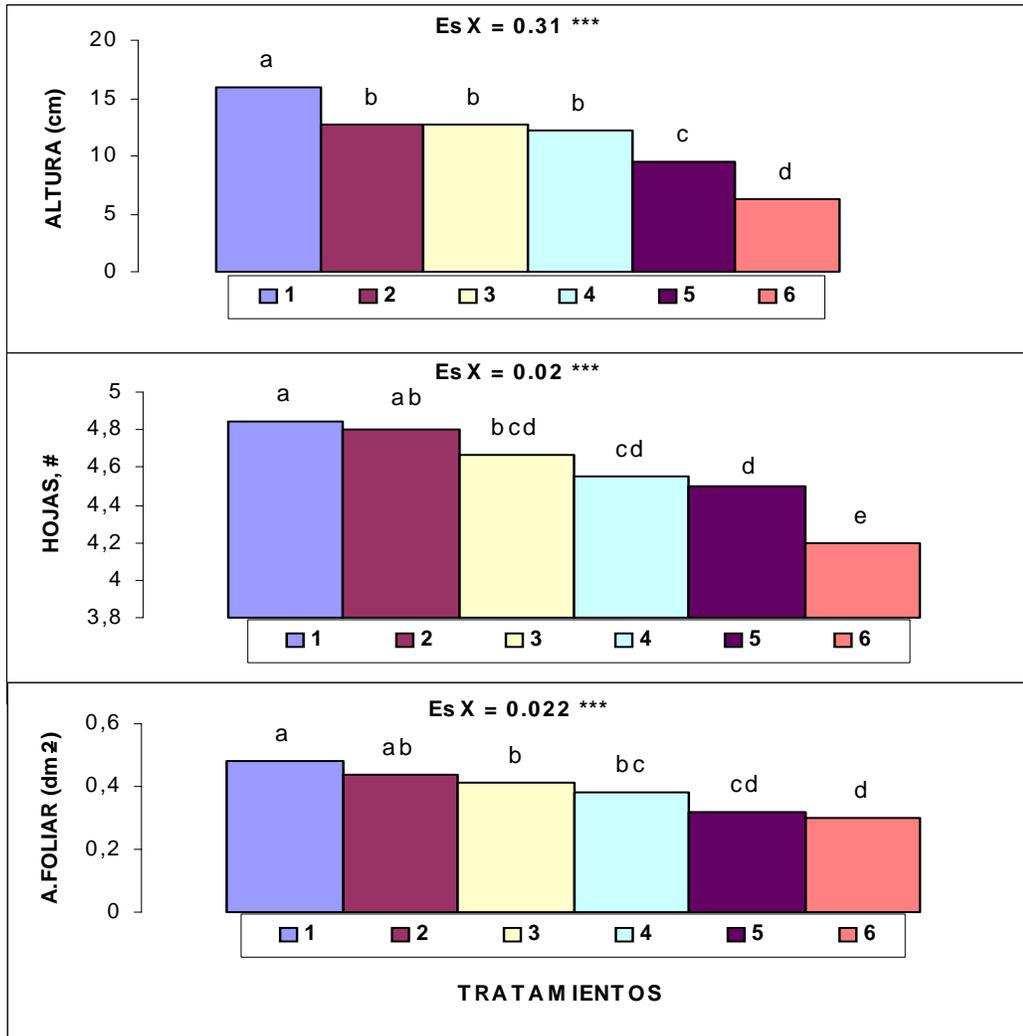


Fig. 18. Influencia de los tratamientos sobre las variables del crecimiento y desarrollo de las vitroplantas a los 60 ddp.

Experimento No 7. Sustrato (E. vacuno-Suelo 1:1).

- 1) *G. clarum*®; 2) *G. fasciculatum*®; 3) *G. fasciculatum*®;
 4) *G. sp*®; 5) *G. intraradices*®; 6) Testigo (sin inocular).**

Medias con letras iguales no difieren significativamente, según Dócima de Duncan para $p < 0,001$.

*****: Diferencias significativas.**

La docimación depende de la interacción Sustrato-HMA-Planta.

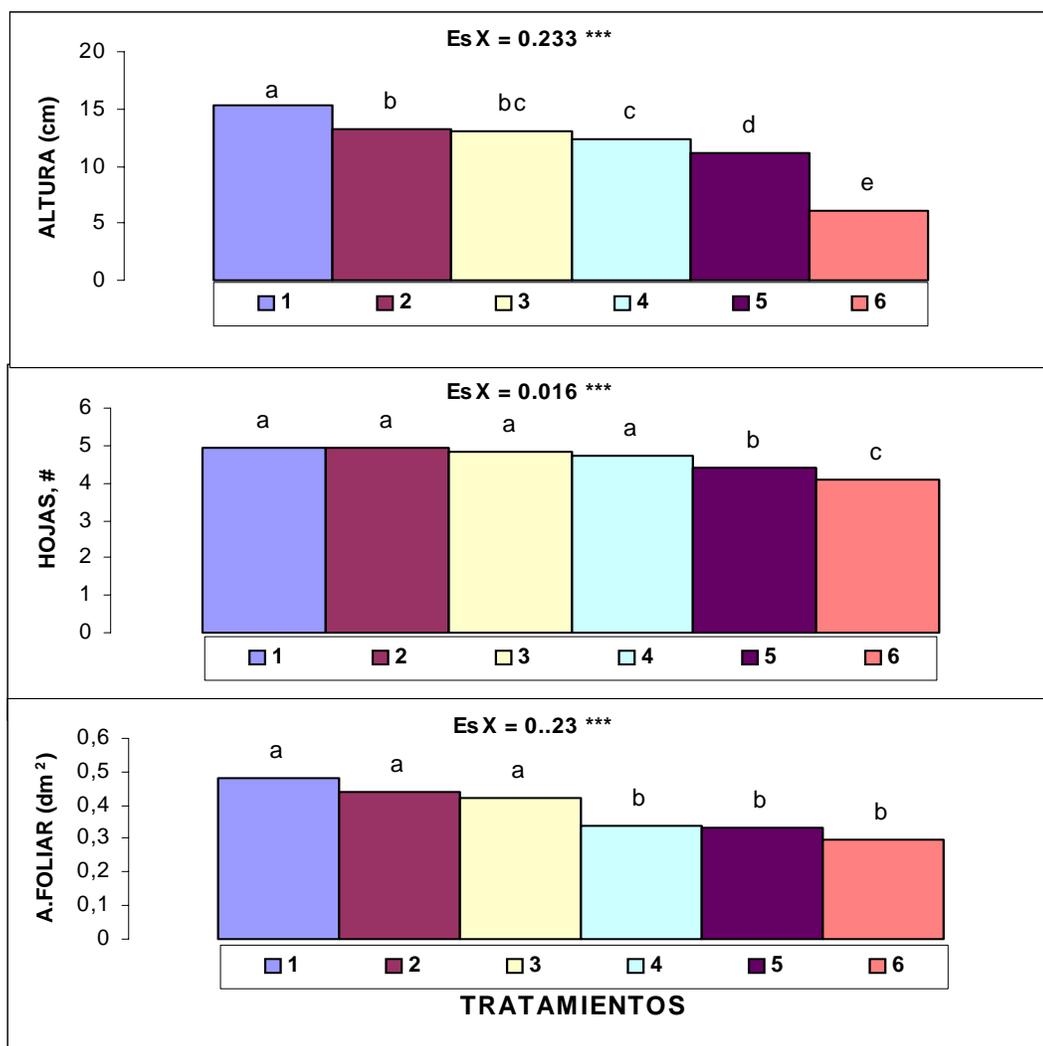


Fig. 19. Influencia de los tratamientos sobre las variables del crecimiento y desarrollo de las vitroplantas a los 60 ddp.

Experimento No 8. Sustrato (E. vacuno - Suelo 1:1).

**1) *G. Clarum*®; 2) *G. fasciculatum*®; 3) *G. fasciculatum*®;
4) *G. sp*®; 5) *G. intraradices*®; 6) Testigo (sin HMA).**

Medias con letras iguales no difieren significativamente, según Dócima de Duncan para $p < 0,001$.

*****: Diferencias significativas.**

La docimación depende de la interacción Sustrato-HMA-Planta.

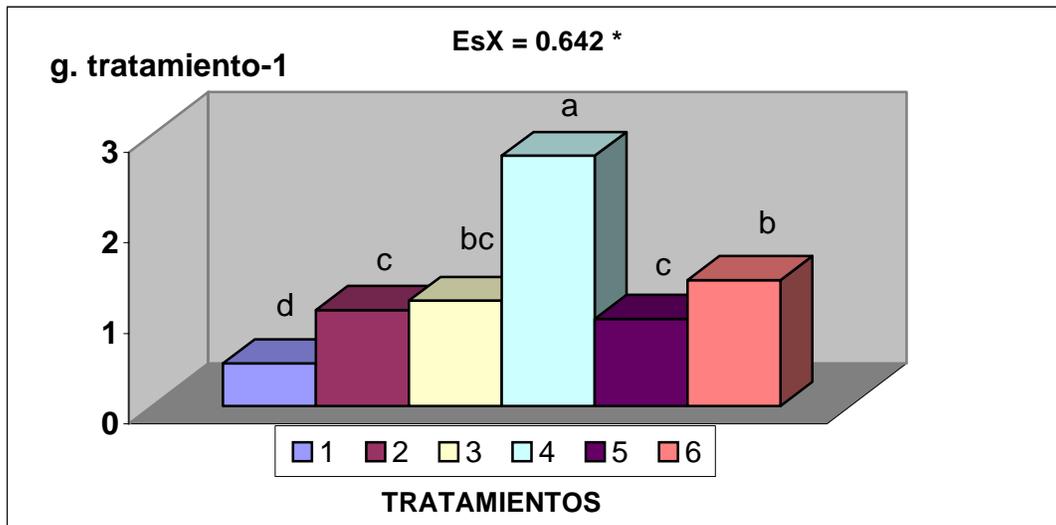


Fig. 20. Influencia de los tratamientos sobre la acumulación de Masa Seca a los 60 ddp.

Experimento No 8. Sustrato (E. vacuno-Suelo 1:1).

**1) Testigo (sin HMA); 2) *G. sp*©; 3) *G. fasciculatum*©;
4) *G. clarum*©; 5) *G. intraradices*©; 6) *G. fasciculatum*®.**

Medias con letras iguales no difieren significativamente, según Dócima de Duncan para $p < 0,001$.

*****: Diferencias significativas.**

La docimación depende de la interacción Sustrato-HMA-Planta.

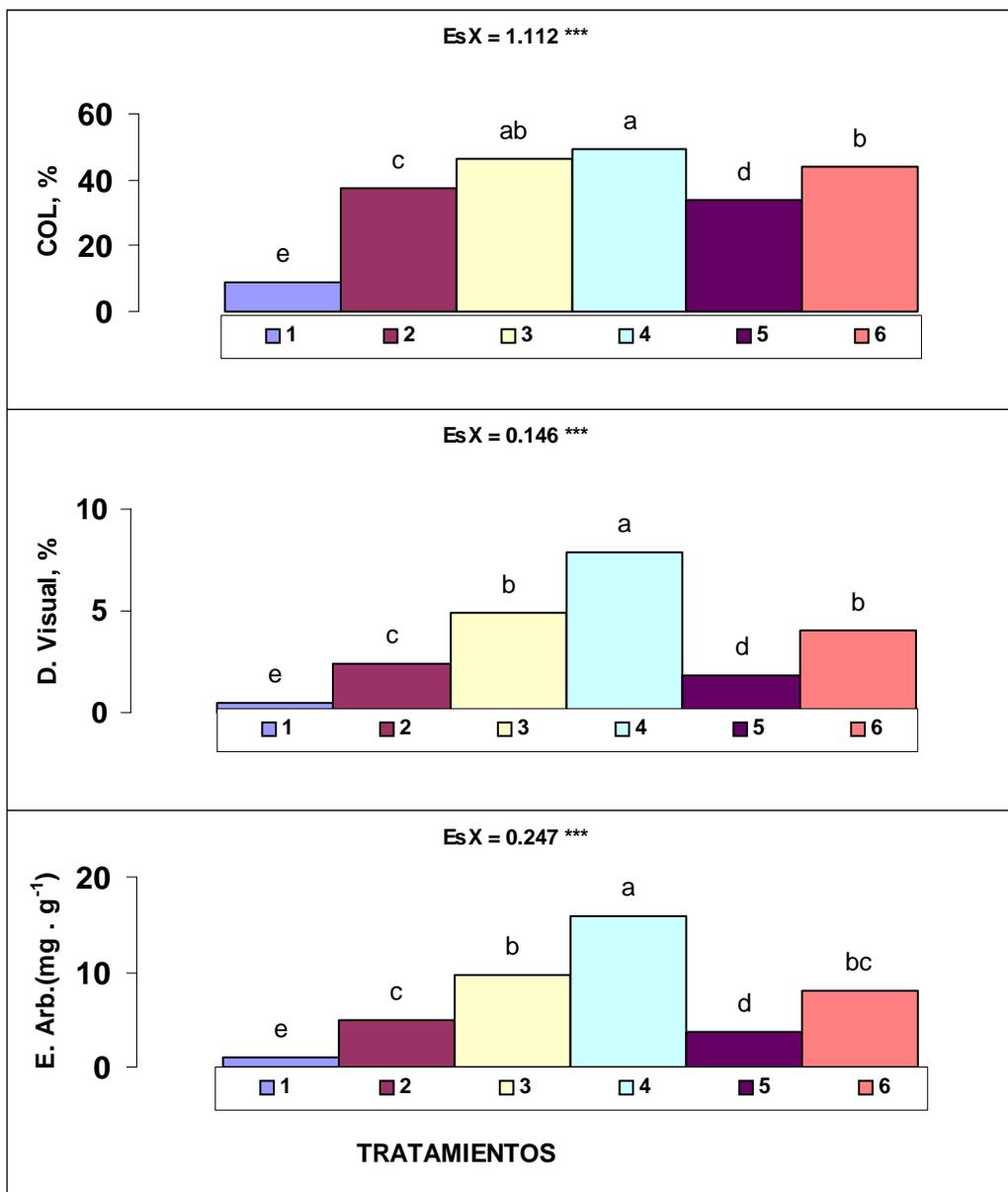


Fig. 21. Influencia de los tratamientos sobre el Comportamiento de las variables fúngicas de las vitroplantas inoculadas y no inoculadas a los 60 ddp.

Experimento No 8. Sustrato (E. vacuno-Suelo 1:1).

1) Testigo (sin inocular); 2) *G. sp*©, 3) *G. fasciculatum*©; 4) *G. clarum*©; 5) *G. intraradices*©, 6) *G. fasciculatum*®

Medias con letras iguales no difieren significativamente, según Dócima de Duncan para $p < 0,001$.

*****: Diferencias significativas.**

La docimación depende de la interacción Sustrato-HMA-Planta.

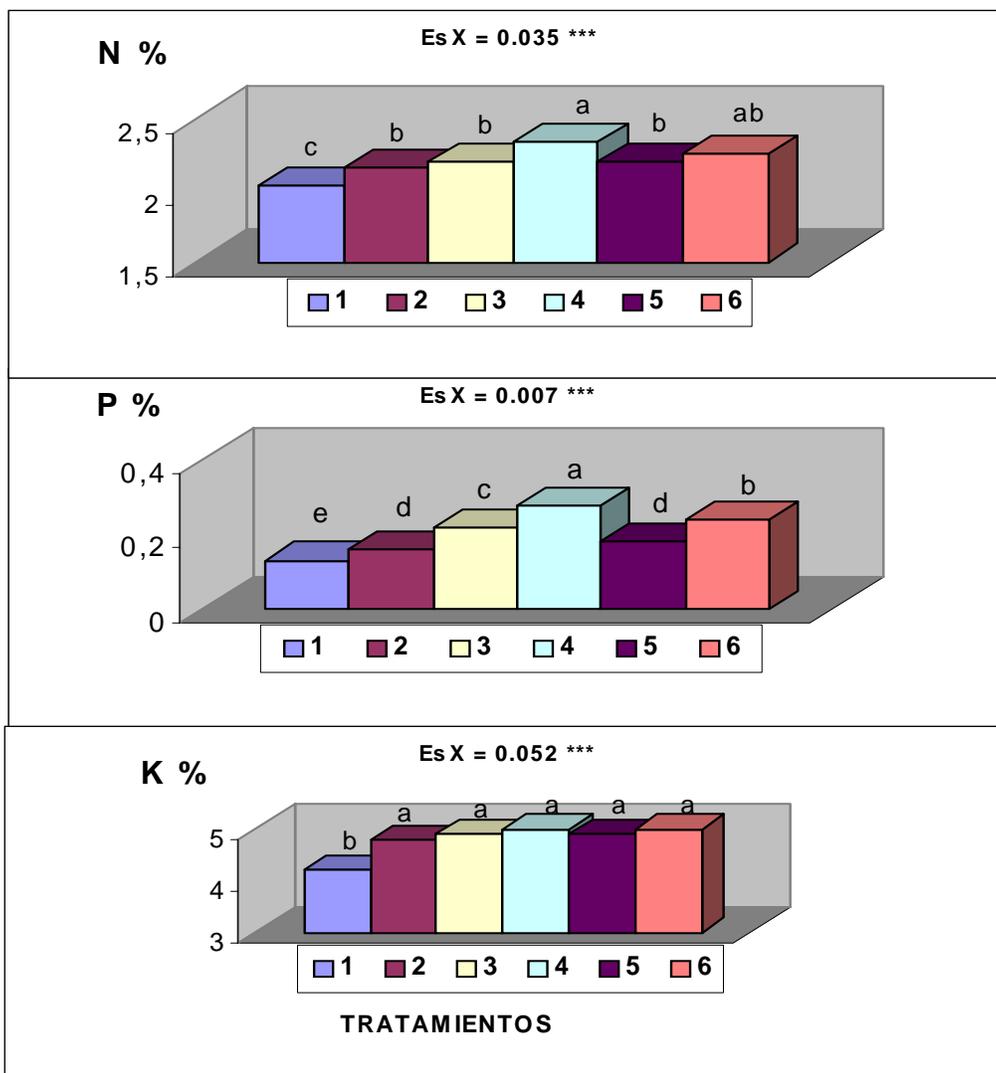


Fig. 22. Influencia de los tratamientos sobre los contenidos foliares de N, P, K a los 60 ddp.

Experimento No. 8. (Sustrato E. vacuno-Suelo 1:1).

1) Testigo (sin HMA); 2) *G. sp*©; 3) *G. fasciculatum*©; 4) *G. clarum*©; 5) *G. intraradices*©; 6) *G. fasciculatum*©.

Medias con letras iguales no difieren significativamente, según Dócima de Duncan para $p < 0,001$.

***: Diferencias significativas.

La docimación depende de la interacción Sustrato-HMA-Planta.

TABLA 12. RESULTADOS DE LOS GASTOS E INGRESOS EN MONEDA NACIONAL DE LA PRODUCCION DE VITROPLANTAS DE BANANO PARA UN AÑO.

No	Conceptos	Tecnología		Diferencias
		Tradicional	Propuesta	
1	Gastos de salario para la preparación de las mezclas y llenados de cepellones.	2246.40	3369.60	(1123.20)
2	Gastos de salario en actividades de trasplante en los cepellones.	2808.00	4212.00	(1404.00)
3	Gastos de salario en aplicación de riego.	17.55	11.70	5.85
4	Gastos en adquisición de materiales e insumos.	77.52	69.59	7.93
5	Gastos por compra de EcoMic®.	-----	2079.00	(2079.00)
6	Total de gastos.	5158.99	9743.44	(4584.45)
7	Ingresos por venta de vitroplantas.	274428.00	411642.00	137214.00
8	Ganancia	269269.01	392224.71	122955.70

Tabla 13. EVALUACION ECONOMICA DE LOS MEJORES TRTAMIENTOS.

INDICADORES	SUSTRATOS			
	Cachaza-Suelo 3:1	Cachaza-Suelo 3:1 + HMA	E. vacuno-Suelo 1:1	E. vacuno-Suelo 1:1 + HMA
Producción (miles de posturas)	14144	33700	15876	37800
Valor de la Producción (\$)	17962.56	33463.00	15717.24	37422.00
Valor del aumento de la producción (\$)	-----	19360.00	-----	21704.76
Costo de la producción (\$)	2848.26	4936.09	2850.13	4939.22
Beneficio neto (\$)	15114.30	28485.91	12867.11	32482.78
Relación Valor/costo	-----	3.94	-----	4.39