

UNIVERSIDAD NACIONAL DE AGRICULTURA

**EFECTO DE LAS MICORRIZAS EN SIMBIOSIS CON EL CULTIVO DE ARROZ  
(*Oriza sativa L.*) SOBRE LA BIOAGREGACION DE SUELOS**

**POR:**

**EVELYN DINORA NIETO PALMA**

**TESIS**

**PRESENTADA A LA UNIVERSIDAD NACIONAL DE AGRICULTURA COMO  
REQUISITO PREVIO A LA OBTENCION DEL TITULO DE**

**INGENIERO AGRONOMO**



**CATACAMAS, OLANCHO**

**HONDURAS, C.A.**

**JUNIO, 2016**

**EFECTO DE LAS MICORRIZAS EN SIMBIOSIS CON EL CULTIVO DE ARROZ**  
**(*Oriza sativa L.*) SOBRE LA BIOAGREGACION DE SUELOS**

**POR**  
**EVELYN DINORA NIETO PALMA**

**ESMELYM OBED PADILLA, M.Sc**  
**Asesor principal**

**TESIS**

**PRESENTADO A LA UNIVERSIDAD NACIONAL DE AGRICULTURA COMO**  
**REQUISITO PREVIO A LA OBTENCION DEL TITULO DE INGENIERO**  
**AGRONOMO**

**CATACAMAS**

**OLANCHO**

**JUNIO, 2016**

## **DEDICATORIA**

Al divino creador del universo por haberme dado salud fuerza y la Sabiduría necesaria en todo momento y así poder culminar con mi preparación Universitaria

A mis padres: Ildelfonso Nieto y Mariana Palma. A mis tíos: Mario Palma, Orbelina Palma, Ana Julia Palma, Cristina Palma y Joel Palma por su amor y apoyo durante toda mi vida, por todos esos momentos que necesite de su ayuda y consejos los cuales me han convertido en la persona que ahora soy. Gracias por creer y confiar en mí para alcanzar mis metas los quiero mucho.

A mis hermanos: Glenda Lorena Nieto, Denis Ivan Nieto, Toni Joel Nieto y Ana Cristina Nieto por estar conmigo en todo momento y por siempre recibirme con mucha alegría cada vez que llegaba a casa.

## **AGRADECIMIENTO**

A todas las personas que de una u otra manera hicieron posible la culminación de esta meta, en especial a mis padres y hermanos por toda su colaboración para conmigo esperando que este logro los llene de mucha satisfacción gracias por ese empeño y perseverancia en todo momento.

A mis Asesores: M.sc.: José Trinidad Reyes Sandoval, M.sc, Esmelym Obed Padilla que más que asesores fueron amigos al cual siempre admirare por su capacidad como docentes y como persona, por su valiosa colaboración y sabios consejos en el desarrollo y culminación de mi trabajo de tesis, igualmente a Ph.D: Mario Edgardo Talavera por darme los conocimientos necesarios para ser un profesional de éxito y por su amistad. Gracias a todos por confiar en mí en todo momento y por demostrarme que con esfuerzo y empeño se alcanzan todas las metas y todos los sueños, y por su apoyo incondicional en este trabajo.

A toda mi familia en general por todo el esfuerzo que realizaron para lograr mi sueño de ser Ingeniero Agrónomo, por aconsejarme y apoyarme siempre.

Especialmente a mis amigos: Bairon Alejandro Montez, José Elder Nataren, David Alexander Molina, María Donai Serrano y Andrea Corina Manzanares. Por haberme brindado su amistad en las buenas y en las malas, por su apoyo incondicional en los momentos más difíciles.

A la Universidad Nacional de Agricultura por ser mi casa de estudios

## CONTENIDO

<b>DEDICATORIA .....</b>	<b>i</b>
<b>AGRADECIMIENTO.....</b>	<b>ii</b>
<b>CONTENIDO .....</b>	<b>iii</b>
<b>LISTADO DE CUADROS.....</b>	<b>v</b>
<b>LISTADO DE FIGURAS.....</b>	<b>vi</b>
<b>LISTADO DE ANEXOS.....</b>	<b>vii</b>
<b>RESUMEN .....</b>	<b>viii</b>
<b>I        INTRODUCCION .....</b>	<b>1</b>
<b>II.      OBJETIVOS .....</b>	<b>3</b>
2.1     General .....	3
2.2     Específicos .....	3
<b>III.     REVISION DE LITERATURA .....</b>	<b>4</b>
4.1.    El cultivo de arroz.....	4
4.1.1   Descripción taxonómica del cultivo de arroz .....	4
4.1.2   Morfología del arroz.....	4
4.1.3   Requerimientos edafo-climáticos del cultivo de arroz .....	7
4.1.4   Aspectos fisiológicos de la planta de arroz .....	8
4.2.    El suelo .....	9
4.2.1   Estructura y estabilidad de agregados del suelo .....	10
4.2.2   Formación y estabilización de agregados en el suelo.....	11
4.2.3   Participación de microorganismos en la estabilidad de agregados .....	13
4.3 Las micorrizas .....	14
4.3.1   Aspectos generales .....	14
4.3.2   Morfología y estructura de los HMA .....	16
4.3.3   Importancia de la micorrizas arbusculares (MA) .....	16
4.3.4   Micelio externo de HMA.....	17

4.3.5	Beneficios de las micorrizas para las plantas .....	17
4.4	Biofertilizante Mycoral® .....	20
<b>IV.</b>	<b>MATERIALES Y METODO .....</b>	<b>23</b>
5.1.	Localización geográfica del experimento .....	23
5.2	Diseño de las unidades experimentales y tratamientos.....	23
5.3	Establecimiento del experimento.....	25
5.4	Variables a evaluar.....	26
5.4.1	Altura de la planta.....	26
5.4.2	Número de macollos .....	26
5.4.3	Biomasa foliar fresca y biomasa foliar seca .....	26
5.4.4	Distribución de agregados (Tamizado en seco).....	26
5.4.5	Estabilidad de agregados al contacto con el agua (Tamizado en húmedo) .....	27
<b>V.</b>	<b>RESULTADOS Y DISCUSION .....</b>	<b>28</b>
6.1	Variables de crecimiento evaluadas en el cultivo de arroz .....	28
6.1.1	Altura de la planta .....	28
6.1.2	Numero de macollos por planta .....	30
6.1.3	Biomasa fresca y biomasa seca foliar .....	31
6.2	Variables del suelo influenciadas por acción conjunta de la simbiosis micorríca .....	33
6.2.1	Distribución de macroagregados del suelo en compartimento A.....	33
6.2.2	Estabilidad de macroagregados medida en compartimento A .....	36
6.3	Variables del suelo influenciadas por acción del micelio externo del hongo micorríco ..	38
6.3.1	Distribución de macroagregados del suelo en compartimento B .....	38
6.3.2	Estabilidad de macroagregados medida en Compartimiento B .....	42
<b>VI.</b>	<b>CONCLUSIONES .....</b>	<b>47</b>
<b>VII.</b>	<b>RECOMENDACIONES .....</b>	<b>49</b>
<b>VIII.</b>	<b>BIBLIOGRAFIA .....</b>	<b>50</b>
<b>IX.</b>	<b>ANEXOS .....</b>	<b>57</b>

## **LISTADO DE CUADROS**

<b>Cuadro 1.</b> Descripción de tratamientos evaluados en el experimento.....	24
<b>Cuadro 2.</b> Promedios de variables de crecimiento del cultivo de arroz medidas en compartimiento A para cada tratamiento evaluado.....	29
<b>Cuadro 3.</b> Distribución de macroagregados en compartimiento A para tratamientos evaluados.....	34
<b>Cuadro 4.</b> Promedios de estabilidad de macroagregados medidos en compartimiento A para cada tratamiento evaluado.....	37
<b>Cuadro 5.</b> Distribución de macroagregados en compartimiento B para tratamientos evaluados.....	39
<b>Cuadro 6.</b> Promedios de estabilidad de macroagregados en compartimiento B para cada tratamiento evaluado.....	43

## LISTADO DE FIGURAS

<b>Figura 1.</b> Producción de biomasa foliar en los tratamientos evaluados.....	31
<b>Figura 2.</b> Distribución de agregados encontrados en compartimento A de las unidades experimentales en los tratamientos evaluados.....	35
<b>Figura 3.</b> Estabilidad de macroagregados formados al contacto con el agua en el compartimento A.....	38
<b>Figura 4.</b> Distribución de agregados encontrados en compartimento B de las unidades experimentales en los tratamientos evaluados.....	40
<b>Figura 5.</b> Comparacion de agregados en el compartimento A y B.....	41
<b>Figura 6.</b> Estabilidad de macroagregados al contacto con el agua formados en el compartimento B.....	44
<b>Figura 7.</b> Comparacion de estabilidad de agregados en el compartimento A y B.....	45

## LISTADO DE ANEXOS

<b>Anexo 1.</b> Análisis de varianza para la variable Altura de la planta de arroz a los 60 días después de la siembra.....	58
<b>Anexo 2.</b> Análisis de varianza para la variable Numero de macollos en la planta de arroz a los 60 DDT.....	58
<b>Anexo.3.</b> Análisis de varianza para la variable Biomasa fresca foliar.....	58
<b>Anexo.4.</b> Análisis de varianza para la variable Biomasa seca foliar.....	58
<b>Anexo.5.</b> Análisis de varianza para agregados mayores de 2.0 mm en compartimento A.....	59
<b>Anexo.6.</b> Análisis de varianza para agregados de 2.0-1.0 mm en el compartimento A.....	59
<b>Anexo.7.</b> Análisis de varianza para agregados de 1.0-0.3 mm en el compartimento A.....	59
<b>Anexo 8.</b> Análisis de varianza para agregados menores a 0.3 mm en compartimento A.....	59
<b>Anexo 9.</b> Análisis de varianza para estabilidad de agregados mayores a 2 mm en el compartimento A.....	60
<b>Anexo 10.</b> Análisis de varianza para estabilidad de agregados de 2.0-1.0 mm en el compartimento A.....	60
<b>Anexo 11.</b> Análisis de varianza para estabilidad de agregados de 1.0-0.3 mm en el compartimento A .....	60
<b>Anexo 12.</b> Análisis de varianza para agregados mayores a 2.0 mm en compartimento B.....	61
<b>Anexo 13.</b> Análisis de varianza para agregados de 2.0-1.0 mm en el compartimento B.....	61
<b>Anexo 14.</b> Análisis de varianza para agregados de 1.0-0.3 mm en el compartimento B.....	61
<b>Anexo 15.</b> Análisis de varianza para agregados menores a 0.3 mm en compartimento B.....	62
<b>Anexo 16.</b> Análisis de varianza para estabilidad de agregados mayores a 2.0 mm en el compartimento B .....	62
<b>Anexo 17.</b> Análisis de varianza para estabilidad de agregados de 2.0-1.0 mm en el compartimento B.....	62
<b>Anexo 18.</b> Análisis de varianza para estabilidad de agregados de 1.0-0.3 mm en el compartimento B.....	63

**Nieto Palma, E.** 2016. Efecto de las micorrizas en simbiosis con el cultivo de arroz (*oriza sativa l.*) sobre la bioagregacion de suelos. Tesis Ing. Agr. Catacamas, Honduras. Universidad Nacional de Agricultura. 75 pág.

## RESUMEN

El experimento se realizó en la Sección de Cultivos Industriales de la Universidad Nacional de Agricultura en el municipio de Catacamas, entre los meses de junio y octubre, con el objetivo de evaluar el Efecto de las micorrizas en simbiosis con el cultivo de arroz (*oriza sativa l.*) sobre la bioagregacion de suelos. Se utilizó un diseño de bloques completos al azar, con tres repeticiones y 6 tratamientos, estadísticamente se realizó análisis de varianzas para todas las variables, y se utilizó la prueba de medias de tukey (0.05%). Los seis tratamientos evaluados se hicieron bajo la condición de suelo desinfectado y sin desinfectar, con y sin inoculación de HMA. Se evaluó altura de la planta, numero de macollos, biomas foliar fresca y seca, distribución de agregados y estabilidad de agregados al contacto con el agua. De acuerdo con los análisis realizados en la altura de la planta se puede observar que en los tratamientos con suelo natural (SNat) las plantas fueron más uniformes comparados con las plantas en suelos desinfectados (SD) que alcanzaron mayor altura pero con mayor variabilidad. En el experimento se encontró que en el Compartimiento B hubo menor formación de macroagregados de los tamaños  $> 2.0$  mm y  $2.0-1.0$  mm de diámetro en comparación con los porcentajes de macroagregados cuantificados en el Compartimiento A para este nivel de agregación. En contraste, macroagregados de  $1.0-0.3$  mm y  $< 0.3$  mm de diámetro en el compartimiento B se encontraron en mayor cantidad comparado con los porcentajes de macroagregados cuantificados en el Compartimiento A. Al comparar la estabilidad de macroagregados formados en ambos compartimientos, puede observarse que en el compartimiento A, los macroagregados fueron más estables al contacto con el agua que en el compartimiento B. En el caso de macroagregados su estabilidad fue mayor en compartimiento B, comparado con estos mismos agregados encontrados en el compartimiento A.

**Palabras claves:** Micelio externo, HMA, estabilidad de agregados, distribución de agregados mycoral.

## I INTRODUCCIÓN

El arroz (*Oryza sativa L.*) es uno de los cultivos más importantes para el consumo humano, constituyendo el alimento básico para más de la mitad de la población mundial. Es un cultivo semiacuático y durante su ciclo requiere gran cantidad de agua, cuya escasez influye negativamente sobre el crecimiento y el rendimiento del cultivo (Villano et al., 2009). Este problema se agudiza cuando los suelos sufren procesos de degradación de su estructura por la destrucción física de sus agregados al irse agotando la materia orgánica incidiendo disminuyendo la porosidad y por ende la capacidad de almacenamiento de humedad del suelo.

Una forma posible de aumentar el rendimiento de los cultivos y conservar la capacidad productiva de los suelos es mejorar el uso y aprochamiento eficiente del agua por parte de las plantas mediante la simbiosis con hongos micorrílicos arbusculares (HMA). La formación de micorrizas juegan un papel importante en la nutrición mineral y en la absorción del agua por las plantas; además, las raíces finas y las hifas de los HMA contribuyen en la agregación del suelo ya que ejercen una acción combinada que sostienen partículas del suelo en todas las direcciones (Tisdall y Oades, 1982). Los sistemas hifales y de raíces contribuyen en la formación y estabilización de macroagregados ya que se incrustan entre las partículas y los protegen de la desagregación, manteniendo la porosidad del suelo incrementando su capacidad para almacenar humedad, la cual es utilizada para el crecimiento y producción del cultivo.

De acuerdo con Jastrow et al (1998), la formación y estabilización de los agregados es conducida por la acción conjunta de las raíces de las plantas y el micelio externo de hongos micorrílicos que forman una red que envuelve los agregados y sirve como armadura protegiéndolos de la

acción dispersante del agua. En adición, la incrustación y cobertura física de raíces e hifas por arcillas baja la descomposición preservando temporalmente la estructura de los agregados, incluso después de la senescencia de raíces e hifas (Oades y Waters, 1991).

Por lo anteriormente indicado, en la presente investigación se evalúo la simbiosis del cultivo de arroz con hongos micorrícos arbusculares como alternativa para el eficiente uso y almacenamiento del agua, mediante la conservación y bioagregación del suelo, principalmente en lo relacionado a la formación y estabilización de macroagregados.

## **II.     OBJETIVOS**

### **2.1     General**

Evaluar la simbiosis de hongos micorrícos arbusculares con raíces del cultivo de arroz y su efecto en la bioagregación de suelos.

### **2.2     Específicos**

Evaluar la influencia de la simbiosis de hongos micorrícos en la formación de biomasa foliar del cultivo de arroz.

Determinar la influencia de hongos micorrícos en la formación de macroagregados en el suelo por acción conjunta del micelio externo y raíces del cultivo de arroz.

Evaluar la estabilización de macroagregados del suelo por efecto del micelio externo de hongos micorrícos y su acción conjunta con raíces del cultivo de arroz.

### **III. REVISION DE LITERATURA**

#### **4.1. El cultivo de arroz**

##### **4.1.1 Descripción taxonómica del cultivo de arroz**

El arroz es una planta monocotiledónea que pertenece a la Familia de las Gramíneas, a la Subfamilia de las Panicoideas, División Magnoliophyta y Clase Liliopsida y a la Tribu Oryzae. El nombre científico es *Oryza sativa*. Evolutivamente se acepta que la forma perenne del *Oryza perennis* y para otros, el *Oryza rufipogon*, es el antecesor común, tanto del arroz cultivado como del arroz rojo. Aunque el arroz rojo, no se originó directamente del arroz cultivado, es frecuente el uso de *O. Sativa f. Spontanea* como el nombre científico del arroz rojo. El número de cromosomas de la especie *O. sativa*, es  $2n=24$  y  $n=12$ . Recientemente se ha informado que se ha descifrado el genoma del arroz, que dentro de las gramíneas cultivadas es uno de los menos complicados (SAG, et al 2003).

##### **4.1.2 Morfología del arroz**

El arroz es una gramínea anual, de tallos redondos y huecos compuestos por nudos y entrenudos, hojas de lámina plana unidas al tallo por la vaina y su inflorescencia es en panícula. El tamaño de la planta varía de 0.4 m (enanas) a 7.0 m (flotantes). Para efectos de esta descripción los

órganos de la planta se han clasificado en dos grupos: granos vegetativos (raíces, tallos y hojas) granos reproductores:(flores y semillas) (Arregoces et at., 1985).

**Raíces:** son delgadas, fibrosas y fasciculadas. Tiene dos tipos de raíces: las seminales, que se originan de la radícula y son de naturaleza temporal y las raíces adventicias secundarias, que tienen una libre ramificación y se forman a partir de los nudos inferiores del tallo joven. Estas últimas sustituyen a las raíces seminales (Franquet et at., 2004). El arroz es una planta de suelos húmedos e inundados, cuyo sistema radicular principal es adventicio. Tanto el crecimiento como el desarrollo de las raíces son características varietales, afectadas por el medio de cultivo y los niveles de fertilización. La longitud de las raíces de crecer cuando se incrementa el nivel de nitrógeno en el medio de cultivo.

**Tallo:** el tallo se forma de nudos y entrenudos alternados, siendo cilíndrico, erguido, nudoso, de 60-120 cm de longitud (Franquet et at, 2004). El tallo es erecto y cilíndrico, formado por la alternación de nudos y entrenudos. Normalmente hay de 4-6 entrenudos alargados, con más de un cm, al momento de la cosecha. En cada nudo se forma una yema y una hoja. Los hijos, que son tallos verdaderos, se van desarrollando en orden alterno en el tallo principal (Moquete C, 2010). Un tallo con sus hojas forma una macolla. Estas se desarrollan en orden alterno en el tallo principal. Las macollas primarias se desarrollan de los nudos más bajos, y a la vez producen macollas secundarias; y estas últimas producen macollas terciarias. El conjunto de macollas y el tallo principal forman la planta (Arregoces et at., 1985).

**Hojas:** las hojas son alternas, envainadoras, con el limbo lineal, agudo, largo y plano. En el punto de reunión de la vaina y el limbo se encuentra una lígula membranosa, bífida y erguida que presenta, en el borde inferior, una serie de cirros largos y sedosos (Franquet et al., 2004). Las hojas son de lámina larga, compuestas de dos partes: una lámina y una vaina hendida longitudinalmente que abraza una porción del tallo, rodeando un entrenudo completo. Cada hoja, en el punto de unión de la lámina con la vaina, presenta una estructura triangular y

transparente conocida como lígula y un par de apéndices verduzcos llamados aurículas. Estas últimas estructuras no están presentes en las malezas gramíneas, con las cuales el arroz puede confundirse en las etapas previas a la floración (Moquete 2010).

**Flores:** son de color verde blanquecino, dispuestas en espiguillas, cuyo conjunto constituye una panoja grande, terminal, estrecha y colgante después de la floración. Cada espiguilla es uniflora y está provista de una gluma con dos valvas pequeñas, algo cóncavas, aquilladas y lisas; la glumilla tiene igualmente dos valvas aquilladas (Franquet et al., 2004). La flor consta de seis estambres y un pistilo. Los estambres contienen las anteras y éstas a su vez a los granos de polen. En el pistilo se distinguen el ovario, el estilo y el estigma. Según la variedad el estigma presenta diferentes colores, como blanco, amarillo, verde pálido o púrpura. La espiguilla es la unidad de la inflorescencia y encierra una sola flor que lleva la lema y la palea (Moquete 2010).

**Inflorescencia:** es una panícula que se localiza sobre el vástago terminal, siendo una espiguilla la unidad de la panícula, y consiste en dos lemas estériles: la raquilla y el flósculo (Franquet et al., 2004). Las inflorescencias o panículas corresponden a prolongación de los tallos a partir del último nudo. Las panículas permanecen erectas durante la floración y a medida que los granos se llenan doblan sobre sus propios ejes, fruto del peso que éstos van adquiriendo. El peso de 1000 granos de arroz varía de 23 a 32 gramos (Moquete 2010).

**Grano:** el grano de arroz es el ovario maduro. El grano con cáscara se conoce como arroz “paddy”; el grano descascarado de arroz (cariópside), con el pericarpo pardusco, se conoce como arroz-café; el grano de arroz sin cáscara con un pericarpo rojo, es el denominado “arroz rojo” (Franquet et al., 2004). El grano de arroz es el ovario fecundado y maduro, mientras que el grano descascarado con el pericarpo pardo se conoce como arroz integral, cuyo pulimento da origen al arroz blanco. Los granos de arroz difieren tanto en forma como en tamaño; hay ovalados, finos, largos y cortos, variando la preferencia de acuerdo con parámetros étnicos (Moquete 2010).

#### **4.1.3 Requerimientos edafoclimáticos del cultivo de arroz**

Para una mayor productividad, el arroz requiere de temperaturas relativamente altas y de suficiente radiación solar así como de un suministro suficiente de agua, durante toda la temporada de desarrollo del cultivo que varía de 3 a 5 meses. La temperatura, la radiación solar y la precipitación pluvial afectan directamente los procesos fisiológicos de la planta de arroz, que de una u otra manera inciden en la producción de grano e indirectamente inciden en la presencia de plagas y enfermedades del cultivo. Aparte de lo anterior los suelos deben ser aptos para el cultivo, con características que permitan una adecuada retención de agua y disponibilidad de nutrientes (Reyes 2003).

Las plantas de día corto tienen un fotoperíodo crítico de 12-14 horas. La sensibilidad al fotoperíodo varía entre genotipos. El fotoperíodo crítico para las variedades más sensibles es de 10 horas. El arroz se produce a una altitud, desde el nivel del mar hasta los 3000 m., con rango óptimo de 0 a 500 msnm. La precipitación requerida por el arroz es 1000-4000 mm anuales y requiere de suelos húmedos e inundados. La temperatura requerida oscila en el rango de 18-40 °C; para la germinación se requieren 18-40 °C, para la emergencia y establecimiento de 25-30 °C, para el macollamiento 25-31 °C, para la floración 30-33 °C y para la maduración 20-29 °C. Con respecto a luminosidad, requiere radiación directa la mayor parte de su ciclo, con una intensidad de luz óptima de 32.3-86.1 klux (Ruiz et al., 1999).

Con relación a requerimientos de suelo, el cultivo de arroz prefiere suelos arcillo-limosos o franco-arcillosos, preferentemente no calcáreos, y con una profundidad mayor a 60 cm. La máxima profundidad de las raíces es de alrededor de un metro cuando no hay una capa compacta en el sub-suelo. Es una especie tolerante a la salinidad, se produce a pH entre 5.2-8.0, siendo el pH óptimo entre 5.5 y 6.0. En suelo seco el rango óptimo de pH es de 5.5 a 6.5, y en suelo inundado es de 7.0 a 7.2 en suelo inundado (Ruiz et al., 1999).

#### 4.1.4 Aspectos fisiológicos de la planta de arroz

El crecimiento de la planta de arroz es un proceso fisiológico continuo que comprende un ciclo completo desde la germinación hasta la madurez del grano. El desarrollo de la planta es un proceso de cambios fisiológicos y morfológicos que tienen lugar en la misma y modifican su funcionamiento. Tanto los cambios cuantitativos y cualitativos están relacionados con la edad de la planta y dependen, en mayor o menor grado, de la interacción de la planta con el ambiente (Zamalloa Calle 2008). Como norma general, la planta de arroz tiene tres fases de crecimiento bien diferenciadas, dentro de las cuales ocurren a su vez 10 etapas de desarrollo.

**Fase vegetativa:** La fase vegetativa comienza con la germinación de la semilla y sigue hasta la diferenciación del primordio floral (Fernández et al, 1985). Cuando las semillas germinan en terreno encharcado, el coleóptilo que contiene las hojas embrionarias emerge primero que la coleorriza, mientras que si germinan en un ambiente aireado, como el de los suelos con buen drenaje, primero surge la coleorriza (CIAT, 2005). Esta fase vegetativa es la única etapa cuya duración es variable, pero la misma determina el ciclo de las variedades. La fase vegetativa: por lo general dura de 55 a 60 días en las variedades de período intermedio y comprende desde la germinación de la semilla, emergencia, macollamiento (ahijamiento), hasta la diferenciación del primordio floral (SAG et al 2003).

**Fase reproductiva:** Esta fase va desde la iniciación de la panícula hasta la floración, es decir que empieza cuando termina la fase vegetativa. Se caracteriza por la aparición de los órganos reproductivos de la planta. En esta fase se determina el número de espiguillas/panícula, por tanto es muy aconsejable que al inicio de la misma el cultivo reciba todo el nitrógeno pendiente de aplicar (SAG, et al. 2003). La fase reproductiva: incluye el período desde la formación del primordio floral, embuchamiento (14-7 días antes de la emergencia de la panícula), hasta la emergencia de la panícula (floración). Esta fase dura entre 35 y 40 días. Normalmente la duración de la fase reproductiva en las variedades cultivadas varía muy poco. En esta fase se

determina el número de granos por panícula, que es también otro de los tres componentes de rendimiento en la producción de un cultivo de arroz.

**Fase de maduración:** Se inicia con la floración y termina en el momento de la madurez fisiológica del cultivo. Se caracteriza por la formación y el llenado de los granos. La duración de esta fase también es constante, de aproximadamente 30 días (SAG et al. 2003). La fase de madurez: abarca desde la emergencia de la panícula (floración), el llenado y desarrollo de los granos (estado lechoso y pastoso) hasta la cosecha (madurez del grano) y dura de 30 a 40 días. Esta fase también varía muy poco de una variedad a otra, y se considera que en esta fase se determina el peso del grano a la madurez, por lo que es el tercero de los tres componentes de rendimiento en una plantación de arroz.

A lo largo de estas tres fases se presentan nueve etapas de desarrollo, fácilmente identificables. Dentro de ellas ocurren fenómenos que se relacionan estrechamente con operaciones de campo y que cualquier acontecimiento afecta el rendimiento del cultivo (Zamalloa Calle, 2008).

## 4.2 El suelo

Hillel (1998) considera el suelo como un cuerpo natural involucrado en interacciones dinámicas con la atmósfera que está encima y con los estratos que están debajo, que influye el clima y que sirve como medio de crecimiento para una diversidad de organismos vivos. El suelo es un sistema muy complejo compuesto por una fase líquida -agua del suelo-, una fase gaseosa que ocupa aquella parte del espacio poroso entre las partículas del suelo que no está llena de agua, y una fase sólida. Esta última fase tiene una fracción mineral que consiste en partículas de varios tamaños, formas y composiciones químicas; y también tiene una fracción orgánica que incluye residuos en diferentes etapas de descomposición y organismos en estado de vida activa (Baver et al., 1973).

Según Jaramillo et al (1994) el suelo es aquella delgada capa, de pocos centímetros hasta algunos metros de espesor, de material no consolidado, que se forma en la interface atmósfera –biosfera– litosfera. En ella interactúan elementos de la atmósfera e hidrosfera (aire, agua, temperatura, viento, etc.), de la litosfera (rocas, sedimentos) y de la biosfera, realizándose un intercambio de materiales y energía entre lo inerte y lo vivo, de una enorme complejidad. El suelo es un cuerpo natural compuesto de sólidos (minerales y materia orgánica), líquidos y gases que ocurre en la superficie de la tierra, ocupa un espacio y se caracteriza porque tiene horizontes o capas que se diferencian del material inicial como resultado de las adiciones, pérdidas, translocaciones y transformaciones de energía y materia o porque es capaz de soportar plantas arraigadas en un ambiente natural” (SSS, 1998, 1999).

Es el material mineral no consolidado en la superficie de la tierra que ha estado sometido a la influencia de factores genéticos y ambientales: Material parental, clima, macro y microorganismos y topografía, todos actuando durante un lapso de tiempo y generando un producto: el suelo, que difiere del material del cual se derivó en varias propiedades y características físicas, químicas, biológicas y morfológicas. (SSSA 1984).

#### **4.2.1 Estructura y estabilidad de agregados del suelo**

Se define a la estructura del suelo como el “ordenamiento de las partículas primarias del suelo (arena, limo y arcilla) en agregados que se separan de los agregados vecinos por superficies naturales de fragilidad o disyunción (superficie de ruptura)”. Un agregado es un grupo de dos o más partículas primarias cuya coherencia una con otra es más fuerte que con las partículas que las rodean. Los agregados de suelo son un grupo de partículas donde las fuerzas de unión entre sí superan a las existentes entre éste y otros grupos adyacentes y por estructura, al arreglo u ordenamiento espacial de los agregados y poros en el suelo (Oades 1984).

La estructura del suelo es la expresión de la agregación, orientación y organización de las partículas primarias del suelo en agregados de mayor tamaño (Hillel, 1982); los agregados son unidades secundarias o conjuntos estables de partículas de suelo enlazadas o cementadas por sustancias orgánicas, óxidos de hierro, carbonatos, arcillas o sílice (Brady y Weil, 1999), y son el resultado de factores y procesos, como: textura, contenido de materia orgánica, humedad del suelo, condiciones climáticas e impacto de las actividades del hombre en el suelo.

Hillel (1982) mencionó que los agregados son estables cuando las partículas individuales del suelo se mantienen unidas durante diferentes condiciones (humedecimiento, secado, crecimiento de la planta y actividad microbiana). Las características de un suelo con agregados estables son: adecuada infiltración, aireación, capacidad de retención de agua y mayor resistencia a la erosión (Brady y Weil, 1999). La agregación determina la actividad biológica, en especial el crecimiento de raíces y movimiento de fauna, y es un factor importante en la funcionalidad del suelo. Sin embargo, a diferencia de la textura, propiedad innata del suelo, los agregados se pueden destruir (modificar la estructura) por el cambio y tiempo de uso de las prácticas de cultivo.

#### **4.2.2 Formación y estabilización de agregados en el suelo**

Tisdall y Oades (1982) propusieron un modelo jerárquico en la formación de agregados de acuerdo con los tamaños de las partículas y en donde participan procesos físico-químicos y biológicos. En este modelo, los microagregados se unen para producir agregados de mayor tamaño, donde las diferentes clases de materia orgánica son las responsables de sostener los niveles de organización y, por lo tanto, también varía la estabilidad. Los microagregados son muy estables debido a la participación de material húmico aromático recalcitrante que se asocia con compuestos amorfos de Fe y Al, como resultado tienen mayor influencia sobre las propiedades físicas y químicas del suelo (Voronin y Sereda, 1976); en contraste, los

macroagregados son menos estables por la participación de raíces, hifas y polisacáridos de plantas y microorganismos, los cuales están fuertemente influenciados por factores del suelo.

Edwards y Bremner (1967) propusieron que los suelos consisten de microagregados ( $< 250 \mu\text{m}$  diámetro) que cohesionados forman macroagregados ( $> 250 \mu\text{m}$  diámetro), y que los agentes ligantes entre microagregados son más fuertes que aquellos entre macroagregados. Tisdall (1991), indicando que esta división está basada en la susceptibilidad a la ruptura de estos últimos por efecto de la labranza, mientras que los primeros son altamente estables en el suelo. Los macroagregados son usualmente más estables después del crecimiento de las plantas, con poco incremento en las cantidades de materia orgánica en el suelo (Tisdall y Oades 1982; Kay 1990; Tisdall, 1991).

Se han clasificado los agentes cementantes en tres grupos: transitorios, temporales y persistentes (Boix 2001). Los transitorios son materiales orgánicos, que se descomponen rápidamente por los microorganismos: el grupo más importante son los polisacáridos, el efecto de estos puede durar semanas. Los temporales son raíces e hifas, particularmente provenientes de hongos micorrílicos arbusculares, que persisten por meses o años y son afectados por el manejo. Los persistentes consisten en materiales húmicos degradados asociados con hierro amorfo, aluminio y aluminosilicatos.

Boix (2001) y Zang (2006) plantean un modelo de agregación en donde el tamaño de los agregados, varía según el agente agregante: Agregados  $>2000 \mu\text{m}$  son sostenidos por una fina red de raíces e hifas, en suelos con altos contenidos de carbono orgánico  $>2 \%$ ; Agregados entre 20 y  $250 \mu\text{m}$  consisten mayormente en partículas entre 2-20  $\mu\text{m}$  de diámetro, unidos por varios materiales cementantes como compuestos orgánicos, óxidos cristalinos y aluminosilicatos; Agregados estables en agua de 2-20  $\mu\text{m}$  consisten en partículas  $>2 \mu\text{m}$  de diámetro, unidas fuertemente entre sí por agentes orgánicos. En los agregados entre 2-20  $\mu\text{m}$  existe una asociación entre células de bacterias vivas y partículas de arcilla.

De acuerdo con el modelo jerárquico de organización de los agregados, los macroagregados ( $>0.25$  mm) están unidos por raíces e hifas en la mayoría de los casos, mientras que en la formación de microagregados ( $<0.25$  mm) intervienen compuestos húmicos. Las diferencias en el tamaño de estos agregados han sido asociadas al efecto de diferentes prácticas de manejo aunque pocas referencias existen sobre su uso en la evaluación de su efecto sobre la estabilidad de los agregados del suelo (Eynard 2004; et al)

La estructura del suelo es importante para los ciclos biogeoquímicos y procesos de descomposición, formación y secuestro del carbono orgánico del suelo (COS), (Zang 2006); además, los agregados estables en agua juegan un papel indispensable en la resistencia contra la erosión e intensos aguaceros tropicales (Hernández 2006; Rillig 2002). La estructura del suelo puede verse como el espacio en donde se desarrolla la actividad de los microorganismos. Cambios en las propiedades físicas o químicas del suelo frecuentemente afectan esta actividad biológica la cual puede modificar la agregación del suelo y su estructura para hacer más favorable el medio para su crecimiento (Rillig 2002). Por tanto, los organismos del suelo juegan un papel importante en la formación y estabilización de su estructura (Davidson 2006).

#### **4.2.3 Participación de microorganismos en la estabilidad de agregados**

La función de los microorganismos del suelo en la formación y estabilidad de la estructura del suelo se encuentra, en las raíces, en particular en los pelos radicales, las hifas de los hongos exudan polisacáridos y otros compuestos orgánicos formando una malla pegajosa que une a las partículas individuales del suelo y microagregados para formar macroagregados. Las bacterias también producen polisacáridos y otros materiales. Muchos de estos pegamentos resisten a la disolución por agua y no sólo permiten la formación de agregados, sino le dan estabilidad por un periodo largo (Mehta, 1960, et al)

Los polisacáridos son polímeros no cargados, de más de 10 unidades de azúcar, unidos por un enlace funcional acetal (Tisdall y Oades, 1982) y pueden estar actuando como cementantes o pegamentos (Oades, 1989). Los primeros trabajos que se reportaron sobre este tema fueron realizados por Aspiras et al. (1971) y Tisdall y Oades (1980), quienes mostraron que los polisacáridos que producen las hifas son los que estabilizan a los agregados, en especial si éstas no se rompen y sus partes más internas no se exponen (Allison 1968, Allison 1973). Como resultado, los polisacáridos pueden permanecer intactos dentro de los agregados y no ser disponibles al ataque microbiano. Otro mecanismo por el cual los polisacáridos pueden persistir en el suelo es por la formación de complejos con metales o uniéndose a grupos activos de otros compuestos orgánicos y a minerales arcillosos (Allison, 1968).

A la asociación entre raíces y hongos se le llama micorriza, la cual es en especial efectiva para estabilizar los agregados en corto tiempo. Sims (1990) mencionó que los polisacáridos los producen hifas de varios tipos de hongos. Entre las gomas de origen fúngico que participan en la agregación existen el sclerogún y la glomalina. El primero es un polisacárido extracelular producido por un hongo saprobio *Sclerotium* que se adsorbe sobre las superficies de partículas Chenu, (1989), como la montmorillonita o caolinita y la glomalina la cual es una glicoproteína que las hifas de los hongos micorrílicos arbusculares (HMA) exudan, de carácter hidrofóbico y que se acumula sobre las partículas de arcilla.

### **4.3 Las micorrizas**

#### **4.3.1 Aspectos generales**

La micorriza es una asociación constituida por un conjunto de hifas fúngicas (micelio) que, al entrar en contacto con las raíces de las plantas, las pueden envolver formando un manto y penetrarlas intercelularmente a través de las células del córtex como la ectomicorriza, o como

en el caso de la micorriza arbuscular que penetran la raíz, pero sin formar ningún manto. Al mismo tiempo, las hifas se ramifican en el suelo, formando una extensa red de hifas capaz de interconectar, a las raíces de plantas de la misma o de diferentes especies (Camaro S R. 2012).

Las micorrizas funcionan como un sistema de absorción que se extiende por el suelo y es capaz de proporcionar a la planta agua y nutrientes como son el nitrógeno y fósforo, y proteger las raíces contra algunas enfermedades. El hongo por su parte recibe de la planta azúcares y carbohidratos provenientes de la fotosíntesis (Chung, P, 2005).

La asociación micorríca incluye al HMA y a la raíz. El conjunto constituye un sistema interconectado, especializado y eficaz para captar nutrientes minerales de la solución edáfica y transportarlos hacia la planta, por lo que desempeñan un papel importante en el ciclado de nutrientes en el sistema suelo-planta, incidiendo sobre todo en aquellos de lenta difusión como es el caso del fósforo (Burbano 1989). Se conoce con el nombre de micorriza a la asociación mutualista establecida entre las raíces de la mayoría de las plantas (tanto cultivadas como silvestres) y ciertos hongos del suelo. Se trata de una simbiosis prácticamente universal, no sólo porque casi todas las especies vegetales son susceptibles de ser micorrizadas sino también porque puede estar presente en la mayoría de los hábitats naturales (Piatti et al 1998).

Las micorrizas arbusculares son asociaciones del tipo mutualistas entre plantas y una gran variedad de hongos. Una de las formas de asociación simbiótica mutualista, es la establecida entre las raíces de las plantas y hongos formadores de micorrizas arbusculares (HMA); esta asociación confiere un efecto benéfico en la planta, incrementando la longevidad, tamaño y biomasa raíces, características que permiten aumentar la absorción y retención de nutrientes, principalmente en hábitat con baja disponibilidad de nutrientes o infértils; al mismo tiempo dicha asociación desempeña un papel importante sobre las características físicas del suelo, al incrementar la agregación de partículas y estabilidad del suelo (Cuadros G. 2011).

Se estima que alrededor del 95% de las plantas vasculares participan en este tipo de asociaciones, y sólo algunas familias son las excepciones como las crucíferas, ciperáceas y quenopodiáceas, las cuales no llegan a formar simbiosis. Entre las asociaciones se destacan por su ubicación las endomicorizas o micorizas arbusculares, siendo las más comunes en la naturaleza, ya que se pueden desarrollar en la mayoría de los suelos y en el 90% de las familias de las plantas. La formación de micorizas es importante ya que facilita a la planta absorber, acumular y transferir los principales elementos nutritivos y el agua más rápidamente que aquellas plantas con raíces sin micorriza (Coca Velásquez 2010).

#### **4.3.2 Morfología y estructura de los HMA**

Los HMA pertenecen principalmente a cuatro géneros; Acaulospora, Gigaspora, Glomus, y Sclerocystis. El hongo vive dentro de las células corticales y también se desarrolla intercelularmente. Se caracteriza por la formación de haustorios ramificados dentro de las células corticales y por un micelio que se extiende en el suelo circundante (hifas externas, micelio extraradical); adicionalmente, se caracteriza porque hasta el momento no puede crecer en cultivos puros (*in vitro*) (Wild 1992; Marschner, 1995).

#### **4.3.3 Importancia de la micorizas arbusculares (MA)**

Los hongos formadores de micorizas arbusculares tienen la propiedad de aumentar el crecimiento de un gran porcentaje de especies de plantas, mediante el mejoramiento en la nutrición mineral, especialmente si la reserva de minerales del suelo es baja; también pueden mejorar la absorción de agua en condiciones de poca disponibilidad. (Linderman 1992). En general las plantas micorizadas se encuentran en mejor disposición para soportar condiciones ecológicas adversas tales como severidad del clima, elevación de la temperatura en el suelo, presencia de agentes contaminantes, estrés del trasplante, entre otros (Chavarría, 1999).

Dentro de las endomicorizas los géneros más importantes y que se han evaluado en otros estudios son Glomus, Acaulospora y Entrepophthora (Chiriboga, 2001).

#### **4.3.4 Micelio externo de HMA**

De las estructuras de raíces micorrizadas la más importante para la nutrición del hospedero es el micelio externo (Read, 1992) ya que forma la interface entre la planta y el suelo (Jakobsen et al., 1992). Su presencia, constituye uno de los pilares de la asociación ya que funcionan como extensiones del sistema radical de las plantas hospederas alcanzando micrositios que no son accesibles para la raíz (Thomas, 1986, et al)

Cuando las hifas trascienden la rizosfera, se incrementa la cantidad de suelo explorado por las raíces (Abbot y Robson, 1985) y se mejora la captación de nutrientes que son translocados a la planta (Sylvia 1988; Jakobsen et al., 1992). El micelio externo de HMA juega un papel fundamental en la transferencia desde las raíces, de nutrientes que se difunden lentamente en el suelo (Abbot y Robson 1985; Burbano, 1989) y que se consideran críticos para las plantas como el P y N (Read, 1992).

#### **4.3.5 Beneficios de las micorizas para las plantas**

Como se ha mencionado en algún momento, las micorizas arbusculares (MA) estimulan el crecimiento, desarrollo y nutrición de las plantas, sobre todo en suelos de pobre o media fertilidad en donde mejoran significativamente la absorción de nutrientes y agua. A continuación se mencionan algunos beneficios de los hongos en el reino vegetal:

**a) Aumentan la resistencia al ataque de patógenos de las raíces:** Según Chavarría (1999), varios estudios han demostrado que las micorrizas ejercen cierta resistencia de las raíces a algunos microorganismos, esto mediante distintos mecanismos, entre ellos el de tipo nutritivo ya que al aumentar la captación de nutrientes la planta se encuentra en un estado fisiológico adecuado donde se defiende mejor del patógeno. Los mecanismos implicados son la competencia por sitios de infección, la disminución del nivel de azúcar en la raíz, el incremento de determinadas actividades enzimáticas oxidativas, así como la producción de lignina, fenoles, fitoalexinas, etileno, entre otros; o bien puede deberse a una simple compensación de los daños causados por el patógeno en el sistema radical, debido al aporte de una mayor superficie de absorción (Bagyaraj, 1984).

**b) Mejoran la absorción de agua y aumentan la resistencia de la planta a la sequía:** Esto ocurre porque hay una disminución en la resistencia al transporte del agua o sea un aumento en la conductividad hidráulica. Estos efectos también ocurren cuando se aplica fósforo, lo que da a entender que el efecto de resistencia a sequía puede ser por una mejor nutrición de la planta producida por la micorriza. Un punto importante en suelos con bajo potencial de agua es el basado en la capacidad de las hifas externas del hongo para captar agua más lejos de la zona de deficiencia que normalmente rodea la raíz en condiciones de sequía. De esta forma las hifas sobrepasarían ese “vacío hídrico” y conectarían la planta con el suelo menos deficitario en agua (Allen, 1982).

**c) Aumentan la resistencia a altas concentraciones de sales en el sustrato:** Según Plant (1988), es frecuente en los trópicos encontrar suelos donde se han acumulado sales especialmente el  $\text{Na}^+$  y  $\text{Cl}^-$  provocando a las plantas que crecen en estos medios síntomas de toxicidad, deficiencias, desequilibrios nutricionales y dificultades en la captación de agua. Por ejemplo, el cloro disminuye la capacidad de la planta en la absorción y captación de  $\text{NO}_3^-$  y  $\text{PO}_4^{3-}$  y el  $\text{Na}^+$ , un desbalance entre el  $\text{Ca}^{++}$  y el  $\text{Mg}^{++}$ . Sin embargo, el hecho de que los HMA mejoren también las relaciones hídricas y la capacidad fotosintética, son factores a considerar en el efecto de las HMA en condiciones de salinidad. Se ha destacado que la micorriza induce una relación

$K^+ / Na^+$  más alta que en plantas no micorrizadas, lo que resulta en una protección frente a dicho estrés (Ames, 1984).

**d) Mejoran la estructura del suelo y disminuyen los efectos dañinos de la erosión:** La fina red de hifas del micelio externo provoca una agregación de las partículas del suelo. La ruptura de la red de hifas de HMA y saprofitos expone al suelo a la erosión, pues las hifas atrapan los micro agregados del suelo ( $> 0.25$  mm de diámetro) en macroagregados, contribuyendo a la estabilidad física del mismo (Blanco y Salas, 1997).

**e) Cambian las relaciones hormonales:** Las micorrizas incrementan los niveles de fitohormonas en tejidos de las plantas y su transporte de unas zonas a otras (Allen, 1982). Aunque tales incrementos pueden ser debido a que las micorrizas mejoran el estado nutricional de la planta y por tanto sus capacidades biocinéticas, es de señalar que el propio hongo exuda al medio sustancias con actividad auxínica, giberelínica y citoquinínica (Barea, 1986). El hecho de que estas sustancias sean utilizadas por el hospedero no está demostrado, pero sí se sabe que la aplicación exógena de tales compuestos o de microorganismos que las producen, estimulan el desarrollo y efectos de las micorrizas, por lo que es de suponer un efecto en este sentido (Azcón, 1980).

**f) Alteran la relación parte aérea/raíz:** Las plantas con micorrizas no sólo poseen mayor biomasa que los testigos correspondientes, sino que, además es característico que las micorrizas alteren la distribución de la misma. Normalmente inducen un incremento en la relación parte aérea/raíz y aunque este efecto puede estar mediado por cambios hormonales, es probable que intervenga de forma decisiva el hecho conocido de que los nutrientes minerales, ya sean aplicados como fertilizantes, o aportados por las micorrizas, ejercen un control de retroalimentación sobre la baja de fotosintatos a la raíz (Smith, 1980).

**g) Contribución de HMA y raíces en la agregación del suelo:** Los HMA contribuyen en el proceso de agregación del suelo. Las evidencias han mostrado que el micelio externo de HMA participa en el mecanismo de atrapar y enlazar las partículas primarias para el desarrollo de agregados y su estabilidad. Se ha descubierto que todos los HMA producen una proteína, denominada glomalina, la cual se acumula en las hifas, raíces y en el suelo, fortaleciendo aún más la participación de este tipo de hongos en la estructura del suelo. Con base en lo anterior se ha sugerido el uso de los HMA dentro de las prácticas de conservación de suelos, con la idea de minimizar la erosión y mantener la fertilidad, aunado a su relevante contribución en la captura de C en el suelo (Gonzales C 1991).

**h) Simbiosis para formar las micorrizas:** Según Bidwel (1980) y Brown (1982) hay una coincidencia casi general que la simbiosis para formar micorrizas se produce en tres etapas: En la primera etapa, se produce una identificación mutua planta-hongo, en la rizósfera, o en regiones próximas a las raíces nutricias o pelos radicales. Este reconocimiento lo facilitan al parecer, sustancias exudadas o emitidas por la raíz, que provocan el crecimiento del micelio. La segunda etapa consiste en el acercamiento y acoplamiento progresivo y gradual del micelio y la raicilla produciéndose el contacto intercelular, al formarse una estructura que amarra y ata ambas biomassas; y finalmente en la tercera etapa se realiza la colonización produciéndose cambios morfológicos y estructurales tanto en los tejidos colonizados por el hongo, como en la organización de la pared celular de la raíz.

#### **4.4 Biofertilizante Mycoral®**

Mycoral® es un producto 100% natural, biológico, compuesto por micorrizas, que mejora significativamente el crecimiento de la planta. La función de este hongo benéfico del suelo, que vive en convivencia en raíces de las plantas, es conducir macro, micro nutriente y agua hacia la raíz; a cambio, el hongo recibe carbohidratos que le sirven para alimentarse (Rodríguez 2001). Mycoral® está compuesto por un sustrato de suelo de textura franca, esporas e hifas del hongo

y segmentos de raicillas infectadas y no pierde su eficacia por lo menos durante dos años, siempre que se almacene en un lugar seco y bajo sombra (Reyes, 2001).

La fórmula comercial Mycoral® contiene tres géneros de micorrizas vesículo-arbusculares (*Glomus, Acaulospora y Entrophospora*) en forma de esporas, hifas y raicillas infectadas; seleccionadas por su efectividad simbiótica con plantas afines. Según Domínguez y Vega (2003) los efectos del Mycoral® son más marcados en situaciones de estrés de sequía y baja fertilidad de los suelos.

Los resultados indican que al utilizar micorrizas sobre todo en plantas que permanecen en el campo por varios años, como árboles nativos, frutales, café, banano, palma africana, pastos comunes, así como también hortalizas, podemos observar buenas mejoras en el crecimiento y lo más importante en la producción; la micorriza es capaz de convivir y beneficiar al 95% de todas las especies existentes de plantas Rodríguez (2001). Al sembrar semillas, esquejes o estacas, Mycoral® se debe colocar debajo de éstas para favorecer su contacto con las raíces al momento de emerger. En cultivos industriales, pastos y granos, la cantidad recomendada al momento de la siembra en el campo es de 100 g/m lineal (Reyes, 2001).

El modo de aplicación al sembrar semillas, esquejes o estacas, mycoral se debe colocar debajo y a los costados de éstas para favorecer su contacto con las raíces al momento de emerger. Cuando las plantas se llevan de semillero a bolsa o macetero, el producto se debe aplicar en forma pura por debajo y a los costados del pilón o raíces, procurando su contacto con las mismas. El producto no se debe mezclar con la tierra utilizada en la bolsa o macetero. Al trasplantar las plantas al campo, se deben abrir un hueco del tamaño adecuado para el pilón y colocar mycoral al fondo y a los costados, para mantener el contacto con las raíces.

Mycoral también puede ser aplicado en plantaciones establecidas de árboles frutales, forestales y plantaciones perennes, Para aplicar el producto se necesita hacer varios huecos angostos

alrededor del perímetro de la base del árbol. Se debe profundizar hasta encontrar raíces pequeñas y finas y aplicar el producto sobre éstas, terminando de llenar el hueco con tierra.

Entre los beneficios que ofrece Mycoral® tenemos los siguientes: Aumenta crecimiento foliar y radical, mejora la absorción de fósforo y otros nutrientes, incrementa la tolerancia a la falta de agua y a la presencia de sales, mejora estructura del suelo al agregar las partículas en torno a la raíz, aumenta producción de hormonas estimulantes del crecimiento y otros. Al aplicar mycoral, no se debe abonar con fertilizantes químicos ni orgánicos al momento de la inoculación, porque éstos afectan la simbiosis entre el hongo y la planta. La aplicación de fertilizantes debe iniciar a partir de la cuarta semana de la inoculación, utilizando la mitad de la dosis normal. Se debe tener cuidado de no utilizar materiales ricos en fósforo, pues el exceso de este nutriente dificulta la relación beneficiosa entre la planta y el hongo.

## IV. MATERIALES Y MÉTODO

### 5.1. Localización geográfica del experimento

El experimento se instaló en la Sección de Cultivos Industriales del Departamento de Producción Vegetal de la Universidad Nacional de Agricultura, ubicada a seis kilómetros al sureste de la ciudad de Catacamas, en el Departamento de Olancho. El sitio está ubicado a una altura de 350 msnm, con temperatura promedio anual de 25 °C, humedad relativa de 74% y precipitación promedio de anual de 1311mm (Departamento de Ingeniería Agrícola 2011).

El experimento se realizó en el área de sombreaderos utilizando maceteros plásticos que formaron Compartimientos dobles (A y B), se sembró en el Compartimiento A las plantas de arroz. Se evaluó la participación conjunta del micelio externo de hongos micorrílicos en simbiosis con raíces del cultivo de arroz en la formación y estabilización de macroagregados (Compartimiento A); y se evaluó el efecto del micelio externo de hongos micorrílicos en la formación y estabilización de macroagregados de suelos en el Compartimiento B.

### 5.2 Diseño de las unidades experimentales y tratamientos

Se utilizaron 144 maceteros plásticos con capacidad de 2.5 Kg. de suelo cada uno, los cuales se unieron para simular Compartimientos dobles (A y B) comunicados por una abertura central

(10x10 cm) en la que se colocó una malla de nylon (44 µm) que solo permite el paso de micelio externo y excluye el paso de raíces. Para la construcción de los compartimentos se siguió la metodología empleada por Camel (1991), Sylvia (1992), y Torres (2000). Se evaluaron seis (6) tratamientos los cuales se especifican en la Cuadro 1, cada uno de los cuales contó con tres repeticiones distribuidas en un DBCA. En cada tratamiento y repetición se colocaron cuatro (4) compartimientos dobles que constituyeron las unidades experimentales para un total de 72, en donde se midieron las variables de interés en el experimento que tuvo una duración de aproximadamente cuatro meses en fase de campo.

**Cuadro 1.** Descripción de tratamientos evaluados en el experimento

Trat.	Compartimiento A (Suelo sin tamizar)				Compartimiento B (Suelo tamizado y desinfestado)	
	Condición	INOC. HMA	Planta	18-46-0 (50 g.)	Condición	Efectos a evaluar
T1	SNat	-	PA	- P	D	Efectividad del inóculo nativo en bioagregación con arroz.
T2	SNat	HMA	PA	- P	D	Competitividad del inóculo foráneo con inóculo nativo en asocio con arroz.
T3	SD	-	PA	- P	D	Efecto de raíces del arroz en la bioagregación y efectividad de la desinfección
T4	SD	HMA	PA	- P	D	Efectividad del inóculo foráneo en bioagregación con arroz.
T5	SD	HMA	PA	+ P	D	Estímulo ocasionado por el fertilizante a simbiosis con arroz.
T6	SNat	-	PA	+ P	D	Competitividad del inóculo foráneo en asocio con arroz.

SNat = Suelo Natural;  
PA = Planta de Arroz;

- = Sin; + = Con;  
P = Aplicación de fosforo.

HMA = Hongos Micorríctico Arbuscular;  
D = Suelo Desinfectado

### 5.3 Establecimiento del experimento

El suelo experimental procedió del sitio conocido como El Sauce, ubicado en los predios de la Universidad Nacional de Agricultura. El suelo utilizado en el compartimiento A se pasó por una zaranda (8 mm). De acuerdo con los tratamientos evaluados, una mitad no pasó ningún proceso de desinfección y la otra mitad si se desinfectó con agua caliente, colocándola en un recipiente que fue cubierto con material plástico durante una semana. El suelo utilizado en el compartimiento B se pasó por tamiz de 2.0 mm y luego se esterilizó con agua caliente como se indicó anteriormente.

Para la inoculación se utilizó biofertilizante Mycoral® que es un producto formado por tres géneros de hongos de micorrizas altamente eficaces: *Glomus, Acaulospora y Entrophospora*. La inoculación se hizo al momento de la siembra aplicando 100 gramos de Mycoral® el cual contenía más de 8 esporas/g. de sustrato y más de 30% de infección.

Se trató de generar un suelo homogéneo con macroagregados para lo cual una fracción del suelo desinfestado se pasó por un tamiz de 250  $\mu\text{m}$ , considerando que este es el punto de corte de macroagregados como lo indica Edwards y Bremner (1967). Esta fracción de suelo será colocada en el compartimiento B de cada unidad experimental.

En el compartimiento A de cada unidad experimental (U.E) se sembraron seis (6) plántulas de arroz previamente germinadas en un semillero. Las plantas al momento del trasplante tenían siete (7) días de germinadas, se desinfectaron sus raíces por inmersión en una solución de agua purificada y agua destilada durante un minuto para evitar la presencia de agentes patógenos que contaminaran las unidades experimentales. Una vez establecidas, se realizó un raleo de modo que finalmente solo quedaron tres (3) plántulas en el compartimiento.

## **5.4 Variables a evaluar**

### **5.4.1 Altura de la planta**

Se seleccionaron ocho (8) plantas de cada repetición para luego obtener un promedio en todas las repeticiones. Las mediciones (cm) se realizaron con un flexómetro desde la base del tallo hasta el ápice de la hoja más alta, a los 45 días después de la siembra.

### **5.4.2 Número de macollos**

En todas las plantas se contabilizo el número de macollos a los 60 días después de la siembra.

### **5.4.3 Biomasa foliar fresca y biomasa foliar seca**

Se cosecho y peso toda la biomasa foliar fresca de cada tratamiento y repetición al momento de la cosecha para determinar la biomasa foliar fresca y luego para determinar su biomasa seca foliar, la biomasa fresca se sometió al horno a una temperatura de 60 °C durante 48 horas.

### **5.4.4 Distribución de agregados (Tamizado en seco)**

Después de cosechar la biomasa foliar de cada tratamiento y repetición, el suelo del compartimiento A de cada unidad experimental se colecto, se mezcló en su totalidad y se secó al aire durante 48 horas. Por su parte, el suelo del compartimiento B se fracciono en tres partes

iguales (superior, intermedia, inferior), luego se colecto y seco al aire el suelo de la parte intermedia que es donde estaba la malla que conectaba los dos compartimentos y por tanto se espera mayor presencia de micelio externo que contribuye a la formación de macroagregados. El suelo colectado y secado al aire de cada compartimiento, tratamiento y repetición, se pasó por un juego de tamices (2mm, 1mm y 0.3mm) y se recogió en forma separada las diferentes fracciones del suelo tamizado ( $> 2\text{mm}$ ,  $2-1\text{mm}$ ,  $1-0.3\text{mm}$ ,  $< 0.3\text{mm}$ ), luego se pesaron y se determinaron porcentualmente la proporción de agregados de estos cuatro diferentes tamaños.

#### **5.4.5 Estabilidad de agregados al contacto con el agua (Tamizado en húmedo)**

Se tomaron muestras de 100 gramos de suelo seco al aire de agregados  $> 2\text{mm}$ , se colocó sobre un tamiz de diámetro menor y se sumergió durante dos minutos en un recipiente que contenía agua de la llave; dentro del agua con mucho cuidado se levantó y bajo el tamiz diez veces; luego se retiró el tamiz del agua y con la ayuda de una piseta se colecto el suelo retenido sobre el tamiz y se secó al aire. Finalmente se pesó el suelo colectado en el tamiz y se obtuvo la cantidad de macroagregados estables al contacto con el agua.

Para la determinación de la estabilidad de agregados con diámetros entre 1-2 y 1-0.3mm, se procedió de la misma manera indicada para agregados  $> 2\text{mm}$ , usando tamices de diferente diámetro. Los datos obtenidos se anotaron por cada compartimiento doble de todas las unidades experimentales, tratamiento y repetición en cuadro de registro elaborado para este propósito. Posteriormente se obtuvo un promedio por cada repetición y tratamiento. Los datos obtenidos en todas las variables fueron procesados mediante Análisis de Varianza utilizando el programa estadístico IBM SPSS versión 22 y en donde los análisis indicaron diferencias significativas se realizaron pruebas de comparaciones múltiples de Tukey con un nivel de significancia del 5% de probabilidad.

## **V. RESULTADOS Y DISCUSIÓN**

A continuación se presentan los resultados obtenidos en el experimento en donde se evaluó la influencia de hongos micorrícos en simbiosis con el cultivo de arroz sobre la formación de macroagregados y su estabilización al contacto con el agua.

Inicialmente incluyen los resultados de variables de crecimiento del cultivo de arroz que fueron medidas en el compartimiento A de las unidades experimentales, luego se incluyen los resultados de las variables de distribución y estabilidad de macroagregados medidas en el suelo del compartimiento A en donde se evalúa el efecto conjunto de raíces y hongos micorrícos en la bioagregación del suelo; y finalmente se presentan y discuten los resultados de distribución y estabilidad de macroagregados medidos en el compartimento B de las unidades experimentales de cada tratamiento evaluado en este experimento.

### **6.1 Variables de crecimiento evaluadas en el cultivo de arroz**

#### **6.1.1 Altura de la planta**

De acuerdo con los resultados del análisis de varianza no se encontraron diferencias significativas ( $P>0.05$ ) entre los promedios de altura de los diferentes tratamientos (Anexo 1). El T4 (SD+HMA+PA-P) presentó el promedio más alto de altura a los 45 días después del transplante con 22,2 cm, y el T5 (SD+HMA+PA+P) presentó promedio más bajo con 16,2 cm

de altura (Cuadro 2); no obstante, los promedios de todos los tratamientos evaluados son estadísticamente similares.

**Cuadro 2.** Promedios de variables de crecimiento del cultivo de arroz medidas en compartimiento A para cada tratamiento evaluado.

TRATAMIENTOS		Promedios de variables de crecimiento del cultivo de arroz							
COD.	DESCRIPCION	Altura (cm) 45 DDT		# Macollos 60 DDT		Biomasa Fresca (g)		Biomasa Seca (g)	
<b>T1</b>	SNat-HMA+PA-P	18.1	A	4.5	A	81.2	AB	25.9	A
<b>T2</b>	SNat+HMA+PA-P	18.6	A	7.9	A	69.0	AB	19.4	A
<b>T3</b>	SD-HMA+PA-P	18.6	A	4.2	A	56.8	B	19.6	A
<b>T4</b>	SD+HMA+PA-P	22.2	A	6.9	A	66.1	AB	22.6	A
<b>T5</b>	SD+HMA+PA+P	16.2	A	6.6	A	93.1	A	28.0	A
<b>T6</b>	SNat-HMA+PA+P	18.5	A	6.9	A	81.8	AB	28.0	A

SNat = Suelo Natural; - = Sin; + = Con; HMA = Hongo Micorrílico Arbuscular;

PA = Planta de Arroz; P = Aplicación de fosforo.

Al analizar los resultados del promedio de altura de planta, se puede observar que en los tratamientos con suelo natural (SNat) las plantas fueron más uniformes ( $X=18,4$  cm,  $S=\pm 0,26$  cm) comparados con las plantas en suelos desinfectados (SD) que alcanzaron mayor altura pero con mayor variabilidad ( $X=19,0$  cm,  $S=\pm 3,02$  cm).

También se observa que los valores extremos se obtuvieron con el T4 (SD+HMA+PA-P) (22.2 cm) y T5 (SD+HMA+PA+P) (16.2 cm). Estos dos tratamientos tenían características comunes en cuanto a condición de suelo desinfectado (SD), inoculados con HMA, y defiriendo únicamente en la aplicación de  $P_2O_5$ . Posiblemente esas diferencias de altura que no llegaron a ser significativas se debe a que el HMA fue más efectivo en ausencia de aplicación de fósforo, ya que esta condición favorece que las micorrizas tengan una mejor simbiosis.

Al respecto, Miller (1987) y Sánchez de P. (1999) afirman que los HMA estimulan el crecimiento vegetal como consecuencia de la nutrición mineral del hospedero. Por su parte, Sanchez de Prager (1999) afirma que la parte aérea de plantas micorrizadas experimenta cambios que se logran detectar a simple vista, como el incremento en altura y el área foliar, etc. En este experimento, estos cambios se pudieron observar en la altura de las plantas de arroz en presencia de HMA que su promedio fue ligeramente mayor ( $X=19.0$  cm,  $S=3.02$  cm), comparado con el promedio de tratamientos en ausencia del HMA ( $X=18.4$  cm,  $S=\pm 0.26$ ), no obstante en este último caso hubo mayor uniformidad en la altura de las plantas.

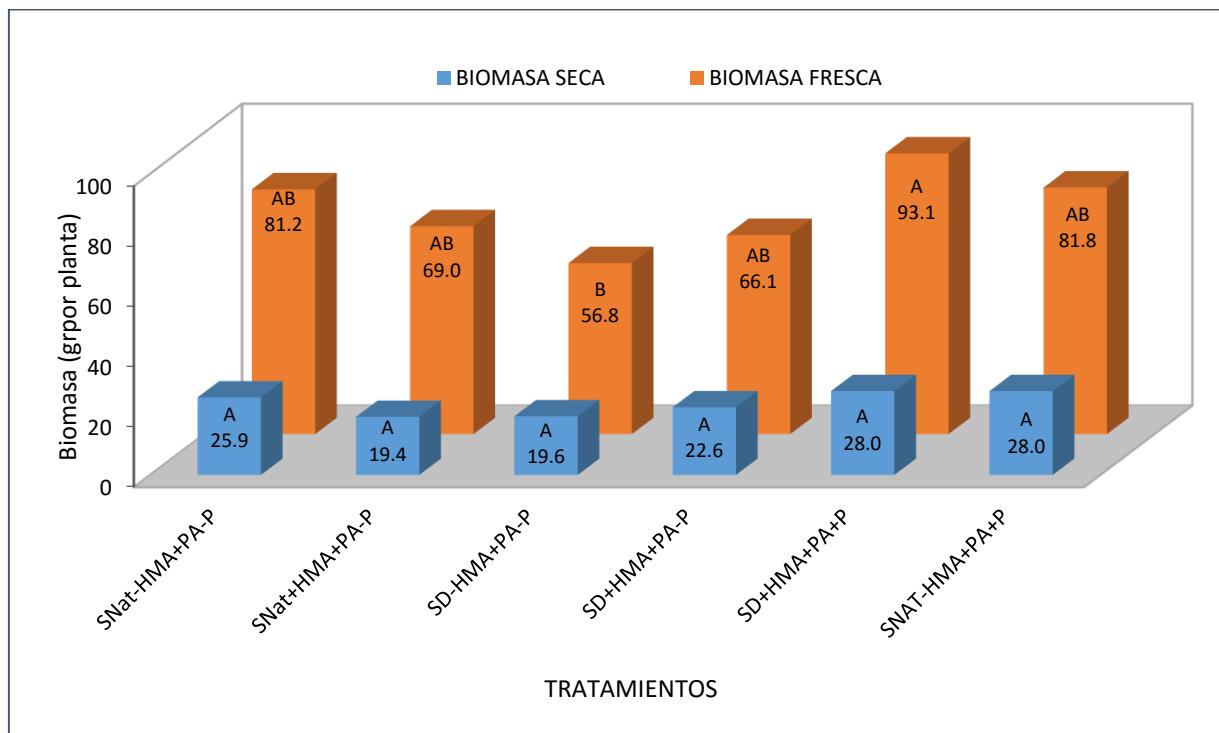
### **6.1.2 Número de macollos por planta**

Los resultados del análisis de varianza indican que no se encontraron diferencias significativas ( $P>0.05$ ) entre los promedios de tratamientos para la variable número de macollos por planta a los 60 días después del transplante (Anexo 2). En el Cuadro 2 se observa que el T2 (SNat+HMA+PA-P) presentó el promedio más alto con 7.9 macollos por planta y el T3 (SD-HMA+PA-P) presentó el valor más bajo con un promedio de 4.2 macollos por planta, sin embargo, estos promedios estadísticamente son similares entre sí y con los promedios de los demás tratamientos evaluados.

Posiblemente hubo cierta influencia en el macollamiento por la presencia del HMA inoculado ya que en términos generales el promedio fue mayor en tratamientos con su presencia (T2= SNat+HMA+PA-P y T4=SD+HMA+PA-P) y los promedios más bajos se obtuvieron en tratamientos con ausencia del inoculo de HMA (T3=SD-HMA+PA-P y T1=SNat-HMA+PA-P); no obstante, estas diferencias no llegaron a ser significativas (Cuadro 2).

### 6.1.3 Biomasa fresca y biomasa seca foliar

De acuerdo con los resultados del Análisis de Varianza (Anexo 3), se encontraron diferencias significativas ( $P<0.05$ ) entre promedios de tratamientos para la variable biomasa fresca foliar. En el Cuadro 2 se observa que el T5 (SD+HMA+PA+P) presentó el promedio más alto con  $93.1 \text{ g. planta}^{-1}$  de biomasa fresca foliar, siendo estadísticamente diferente con el promedio del T3 (SD-HMA+PA-P) que presentó el promedio más bajo con  $56.8 \text{ g. planta}^{-1}$ . Los demás tratamientos presentaron promedios similares entre sí y con los tratamientos mencionados anteriormente ya que sus promedios tienen valores intermedios.



**Figura 1.** Producción de biomasa foliar en los tratamientos evaluados

Possiblemente estas diferencias encontradas en cuanto a biomasa fresca foliar son atribuibles a factores como la inoculación del HMA y la aplicación de fósforo en el T5 (SD+HMA+PA+P), en suelo desinfectado, ya que en el T3 (SD-HMA+PA-P) estos factores no estaban presentes

(Figura 1). Asimismo, el HMA nativo presente en suelo natural en ausencia de HMA inoculado (T1=SNat-HMA+PA-P y T6=SNat-HMA+PA+P) tuvieron igual efecto en la producción de biomasa fresca foliar ya que sus promedios (81.2 y 81.8 g. planta<sup>-1</sup>, respectivamente) son similares con el T5 (SD+HMA+PA+P) que presentó el promedio más alto. También puede deducirse que el el HMA nativo y el HMA inoculado al estar juntos no interaccionan favorablemente, ya que en suelo natural, con el T2 (SNat+HMA+PA-P) se obtuvo un promedio de 69 g. planta<sup>-1</sup>, no obstante, no difieren significativamente con los promedios de biomasa fresca foliar producida por los demás tratamientos.

En cuanto a la variable biomasa seca foliar, el Análisis de Varianza no presentó diferencias significativas ( $P>0.05$ ) entre los promedios de tratamientos (Anexo 4). En el Cuadro 2 se observa que los promedios de producción de biomasa seca foliar oscilan entre 28 g. planta<sup>-1</sup> para el T5 (SD+HMA+PA+P) y T6 (SNAT-HMA+PA+P) y de 19.5 g. planta<sup>-1</sup> para el T2 (SNat+HMA+PA-P), para una diferencia de 8.6 g. planta<sup>-1</sup> que resultó no ser significativa.

El comportamiento de los tratamientos para biomasa fresca foliar fue similar al observado en esta variable biomasa seca foliar, no obstante, en esta ultima las diferencias no fueron significativas. No obstante, los tratamientos en donde había inoculo nativo en ausencia de HMA inoculado (T1=SNat-HMA+PA-P y T6=SNat-HMA+PA+P) y tratamientos con HMA inoculado en ausencia de HMA nativo (T4=SD+HMA+PA-P y T5=SD+HMA+PA+P), presentaron los promedios más altos de biomasa seca foliar (Figura 4). Los tratamientos en donde estaba el HMA nativo interactuando con HMA inoculado (T2=SNat+HMA+PA-P) y en donde estaba ausente el HMA (T3=SD-HMA+PA-P), presentaron los promedios más bajos.

La desinfección tuvo un efecto positivo en la producción de biomasa fresca y seca solo en la interacción con HMA. Solamente el T5 (SD+HMA+PA+P) obtuvo el promedio más alto en esta condición; por el contrario, la desinfección y no inoculación del suelo incidió negativamente en

la producción de biomas seca y foliar observándose que el T3 (SD-HMA+PA-P) presento el promedio más bajo.

Se observó que en los primeros 60 días después del transplante (DDT), las plantas en el T3 (SD-HMA+PA-P) mostraron un retardo en su crecimiento alcanzando una altura de 18.6 cm, en comparación con los demás tratamientos en donde las plantas tenían una altura de 22.2 cm., lo cual sugiere la necesidad de la simbiosis con HMA que en este caso no hubo, ya que el suelo fue desinfectado y no se aplicó inoculo de hongo micorrílico. Al respecto, Howeler et al. (1987) afirman que en suelos desinfectados se espera que las necesidades de HMA nativos sean insuficientes para el normal desarrollo de las plantas. Por su parte, Sánchez de Prager (1999) afirma que la parte aérea de plantas micorrizadas experimenta cambios en la altura y área foliar que se pueden observar a simple vista. La asociación micorrílica aumenta la biomasa vegetal y esto ayuda a que haya un mayor crecimiento en la planta.

## **6.2 Variables del suelo influenciadas por acción conjunta de la simbiosis micorrílica**

### **6.2.1 Distribución de macroagregados del suelo en compartimento A**

El análisis de varianza en la formación de macroagregados > 2.0 mm, presentó diferencias significativa ( $P<0.05$ ) entre los promedios de tratamientos (Anexo 5). En el Cuadro 3, se observa que al aplicar la prueba de Tukey se encontró que el T2 (SNat+HMA+PA-P) alcanzó el promedio más alto con 62.2% y el T3 (SD-HMA+PA-P) presentó el promedio más bajos con 56%, siendo significativamente diferentes entre sí, pero similares con los promedios de los demás tratamientos en este nivel de macroagregación que presentaron valores intermedios.

**Cuadro 3.** Distribución de macroagregados en compartimiento A para tratamientos evaluados.

TRATAMIENTOS		PROMEDIO DE MACROAGREGADOS (%) DE DIFERENTES TAMAÑOS EN COMPARTIMENTO A							
COD.	DESCRIPCION	> 2,0 mm		2,0-1,0 mm		1,0-0,3 mm		< 0,3 mm	
<b>T1</b>	SNat-HMA+PA-P	57.6	AB	17.9	AB	18.4	A	6.6	A
<b>T2</b>	SNat+HMA+PA-P	62.2	A	19.7	AB	15.0	B	3.5	B
<b>T3</b>	SD-HMA+PA-P	56.0	B	22.6	A	16.9	AB	4.5	B
<b>T4</b>	SD+HMA+PA-P	59.3	AB	19.7	AB	17.3	AB	3.8	B
<b>T5</b>	SD+HMA+PA+P	61.8	AB	17.2	B	16.3	AB	4.9	AB
<b>T6</b>	SNat-HMA+PA+P	57.7	AB	20.3	AB	16.7	AB	3.8	B

SNat = Suelo Natural; - = Sin; + = Con; HMA = Hongo Micorrílico Arbuscular;  
PA = Planta de Arroz; P = Aplicación de fosforo.

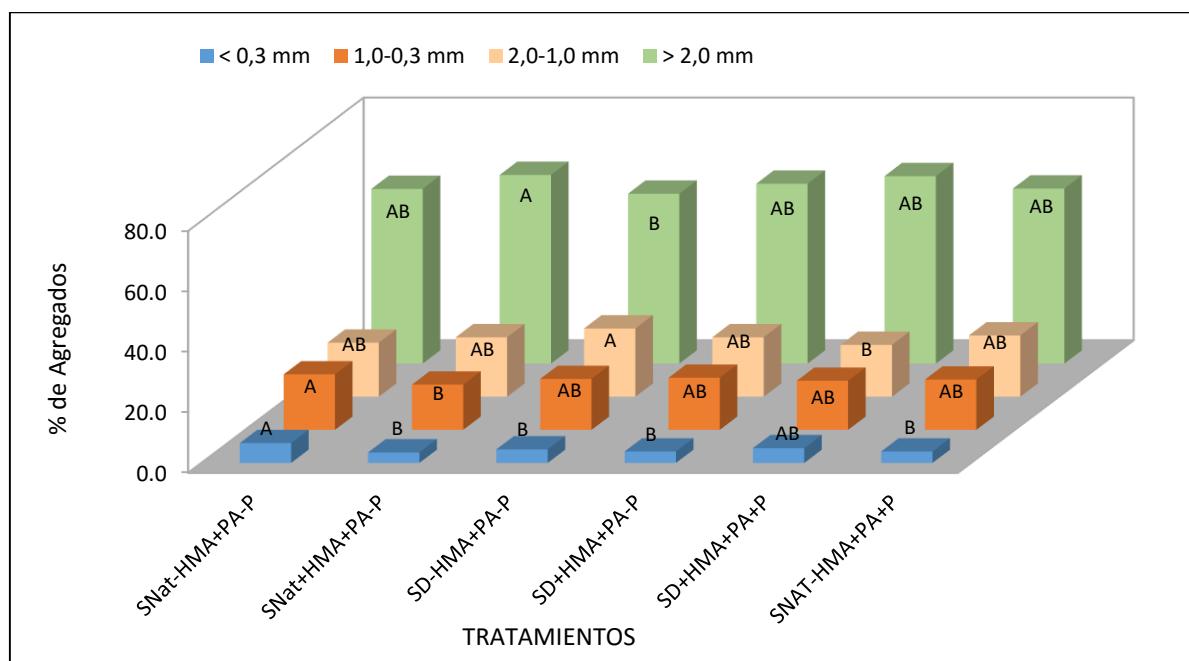
En la formación de macroagregados de 2.0-1.0 mm el ANAVA encontró diferencias significativas entre tratamientos (Anexo 6). Según la prueba de Tukey el T3 (SD-HMA+PA-P) presentó el promedio más alto con un 22.6% y difirió significativamente con el promedio del T5 (SD-HMA+PA-P) con el promedio más bajo con 17.2%. Asimismo los promedios de estos tratamientos son similares a los promedios de los demás tratamientos evaluados en este nivel de macroagregación (Cuadro 3).

En los macroagregados de 1.0-0.3 mm se encontraron diferencias estadísticas entre promedios de tratamientos (Anexo 7); sin embargo, la prueba de Tukey indica que esas diferencias únicamente son significativas entre el T1 (SNat-HMA+PA-P) con el cual se obtuvo el promedio más alto con 18.4% y el T2 (SNat-HMA+PA-P) obtuvo el promedio más bajo con 15.0% para este nivel de macroagregación, siendo los promedios de los demás tratamientos estadísticamente similares (Figura 2).

Con respecto a los microagregados menores a 0.3 mm se encontraron diferencias significativas ( $P<0.01$ ) entre promedios de tratamientos (Anexo 8), siendo el T1 (SNat-HMA+PA-P) el que

presento el promedio más alto con 6.6% el cual es significativamente diferente con los demás tratamientos excepto con el T5 (SD-HMA+PA-P) con un promedio de 4.9% de microagregados menores de 0.3 mm. (Cuadro 3, Figura 2).

Los resultados de este experimento indican que hubo mayor formación de macroagregados mayores de 2.0 mm, lo cual está relacionada con los tratamientos en donde se aplicó HMA sugiriendo un efecto en la agregación del suelo a través del micelio externo. También estos resultados sugieren que el hongo micorrízico y las raíces finas de las plantas de arroz permitieron que partículas y agregados de diversos tamaños se juntaran entre sí, para formar macroagregados de tamaños mayores. Lo anterior se observa en los porcentajes de macroagregados de diferentes tamaños cuantificados en el compartimiento A, que para todos los tratamientos evaluados, presentaron el orden ascendiente siguiente: <0.3 mm < 0.3-1.0 mm < 1.0-2.0 mm < 2.0 mm (Figura 2).



**Figura 2.** Distribución de agregados encontrados en compartimento A de las unidades experimentales en los tratamientos evaluados.

Estos resultados coinciden con lo afirmado por Tisdall y Oades (1982) quienes sostienen que las micorrizas, además de jugar un papel importante en la nutrición mineral de las plantas, en su conjunto, las raíces finas y las hifas de HMA contribuyen en la agregación, y que según Tisdall (1994) ejercen una acción combinada que sostienen partículas del suelo en todas las direcciones. Además, los sistemas hifales y de raíces contribuyen en la estabilización de los macro agregados ya que se incrustan entre las partículas y los protegen de la desagregación.

### **6.2.2 Estabilidad de macroagregados medida en compartimento A**

No se encontraron diferencias estadísticas ( $P>0.05$ ) entre tratamientos para macroagregados mayores a 2.0 mm. (Anexo 9). Para este nivel de agregación, los porcentajes de estabilidad oscilaron entre 69.8% para el T5 (SD+HMA+PA+P) y 66.5% para el T2 (Nat+HMA+PA-P) siendo los tratamientos que alcanzaron el porcentaje más alto y más bajo de estabilidad, respectivamente, pero no difirieron estadísticamente entre sí, ni con los demás tratamientos (Cuadro 4). Asimismo, en estos resultados se puede observar que la condición del suelo no influyó en los porcentajes de estabilidad de macroagregados.

En la estabilidad de macroagregados de 2.0-1.0 mm, se encontraron diferencias altamente significativas ( $P<0.01$ ) entre promedios de tratamientos (Anexo 10). La prueba de Tukey encontró que los tratamientos que presentaron mayor porcentaje de estabilidad en estos agregados fueron el T1 (SNat-HMA+PA-P), T5 (SD+HMA+PA+P) y T2 (SNat+HMA+PA-P) con 74.1, 72.9 y 72.5%, respectivamente; siendo similares entre sí y significativamente diferentes con el promedio del T3 (SD-HMA+PA-P) que presentó el valor más bajo con 63.2% de estabilidad en este nivel de agregación (Cuadro 4).

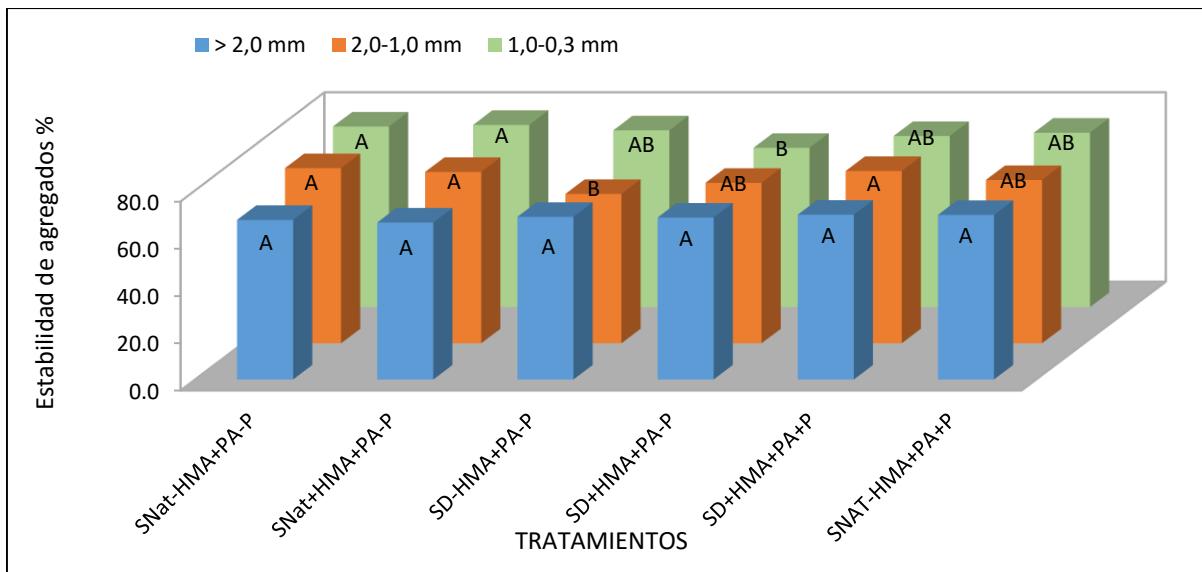
**Cuadro 4.** Promedios de estabilidad de macroagregados medidos en compartimiento A para cada tratamiento evaluado

TRATAMIENTOS		PROMEDIOS DE ESTABILIDAD DE MACROAGREGADOS (%) EN COMPARTIMIENTO A					
COD.	DESCRIPCION	> 2.0 mm		2.0-1.0 mm		1.0-0.3 mm	
<b>T1</b>	SNat-HMA+PA-P	67.6	A	74.1	A	76.3	A
<b>T2</b>	SNat+HMA+PA-P	66.5	A	72.5	A	77.0	A
<b>T3</b>	SD-HMA+PA-P	68.9	A	63.2	B	74.7	AB
<b>T4</b>	SD+HMA+PA-P	68.6	A	67.9	AB	67.3	B
<b>T5</b>	SD+HMA+PA+P	69.8	A	72.9	A	72.3	AB
<b>T6</b>	SNat-HMA+PA+P	69.7	A	69.1	AB	73.7	AB

SNat = Suelo Natural; - = Sin; + = Con; HMA = Hongo Micorrílico Arbuscular;  
PA = Planta de Arroz; P = Aplicación de fosforo.

En macroagregados de 1.0-0.3 mm, el T2 (SNat+HMA+PA-P) y T1 (SNat-HMA+PA-P) presentaron los promedios más altos de estabilidad al contacto con el agua con 77.0 y 76.3%, respectivamente (Cuadro 4, Figura 3), presentando diferencias significativas únicamente con el T4 (SD+HMA+PA-P) que presento el valor más bajo con 67.3% de estabilidad para este nivel de agregación (Cuadro 4).

De acuerdo con Edwards y Bremner (1967), los suelos consisten de microagregados (< 250 mm diámetro) que cohesionados forman macroagregados (> 250 mm diámetro), y que los agentes ligantes entre microagregados son más fuertes que aquellos entre macroagregados. Por su parte, Tisdall y Oades (1982), Miller y Jastrow (1990) y Tisdall (1994) afirman que la red física formada por raíces e hifas de HMA son el principal mecanismo de unión de microagregados en macroagregados, y por tanto controlan la estabilidad de los macroagregados mayores de 0.25 mm de diámetro.



**Figura 3.** Estabilidad de macroagregados formados al contacto con el agua en el compartimento A.

Los resultados de este experimento indican que los macroagregados de mayor tamaño ( $> 2.0$  mm) fueron ligeramente menos estables al contacto con el agua en comparación con macroagregados de menor tamaño (2.0-1.0 mm y 1.0-0.3 mm) (Cuadro 4, Figura 3). Lo anterior se debe a que al entrar en contacto con el agua, los macroagregados se van destruyendo ya que la fuerza del agua desplaza abruptamente el aire del espacio poroso lo cual hace que se separen partículas individuales, microagregados y macroagregados de menor tamaño que están unidos formando macroagregados de mayor tamaño.

### 6.3 Variables del suelo influenciadas por acción del micelio externo del hongo micorrizo

#### 6.3.1 Distribución de macroagregados del suelo en compartimento B

En la formación de macroagregados  $> 2.0$  mm, se encontraron diferencias significativas ( $P<0.01$ ) entre tratamientos (Anexo 12). En el Cuadro 5 se observa que para este tamaño de

macroagregados, los promedios varían entre 66.6 y 54.8% para el T6 (SNat-HMA+PA+P) y T1 (SNat-HMA+PA-P) respectivamente, siendo significativamente diferentes entre sí, pero similares con los promedios de los demás tratamientos. Posiblemente la aplicación de fósforo, estimuló el crecimiento radicular de las plantas de arroz, lo cual pudo contribuir a que se produjeran sustancias pegajosas agregantes o exudados radiculares que atravesaron la malla de nylon que conectaba ambos compartimientos permitiendo la formación de macroagregados

**Cuadro 5.** Distribución de macroagregados en compartimiento B para tratamientos evaluados

TRATAMIENTOS		PROMEDIO DE MACROAGREGADOS (%) DE DIFERENTES TAMAÑOS EN COMPARTIMENTO B.							
COD.	DESCRIPCION	> 2.0 mm		2.0-1.0 mm		1.0-0.3 mm		< 0.3 mm	
<b>T1</b>	SNat-HMA+PA-P	54.8	B	15.5	AB	22.9	A	7.6	A
<b>T2</b>	SNat+HMA+PA-P	61.8	AB	16.6	AB	16.7	B	5.0	AB
<b>T3</b>	SD-HMA+PA-P	60.3	AB	15.7	AB	18.1	B	6.1	AB
<b>T4</b>	SD+HMA+PA-P	59.0	AB	17.3	A	18.6	AB	5.7	AB
<b>T5</b>	SD+HMA+PA+P	59.2	AB	14.5	AB	19.3	AB	7.0	AB
<b>T6</b>	SNat-HMA+PA+P	66.6	A	13.3	B	15.7	B	4.7	B

SNat = Suelo Natural; - = Sin; + = Con; HMA = Hongo Micorrílico Arbuscular;  
PA = Planta de Arroz; P = Aplicación de fosforo.

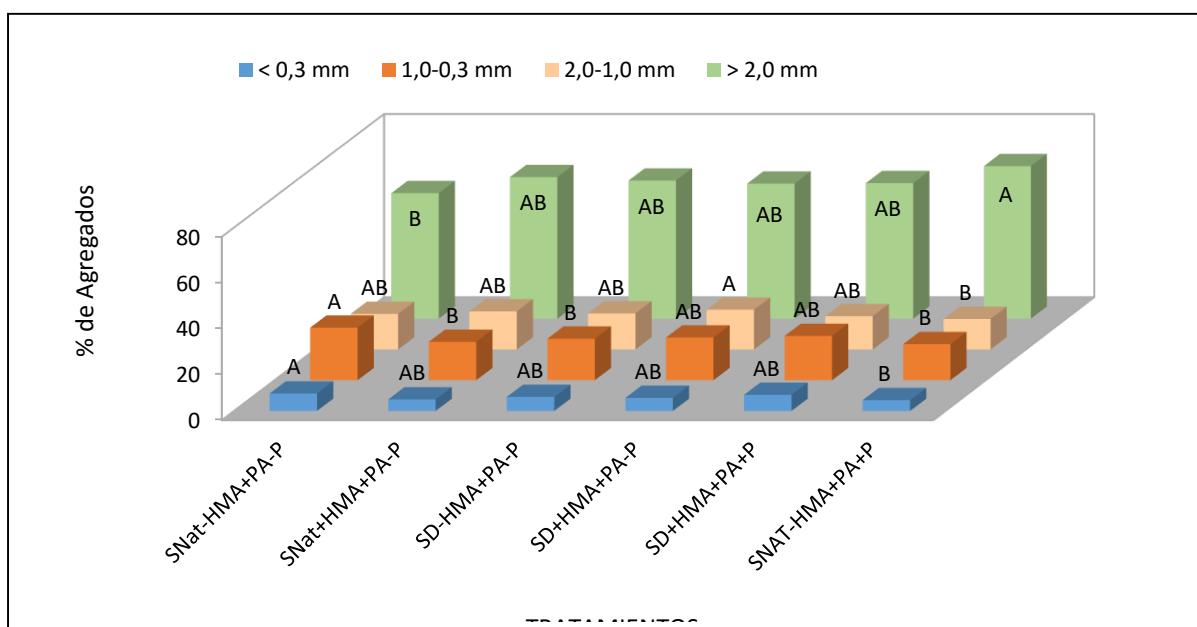
En los macroagregados de 2.0-1.0 mm se encontraron diferencias significativas ( $P<0.01$ ) entre tratamientos (Anexo 13). El promedio más alto lo obtuvo el T4 (SD+HMA+PA-P) con 17.3%, y el promedio más bajo fue de 13.3% con el T6 (SNat-HMA+PA+P), siendo estos promedios significativamente diferentes entre, pero similares con el promedio de los demás tratamientos.

En el grupo de macroagregados con tamaño entre 1.0-0.3 mm se encontraron diferencias altamente significativas ( $P\leq 0.01$ ) entre promedios de tratamientos (Anexo 14). En el Cuadro 5 se observa que el T1 (SNat-HMA+PA-P) alcanzó el mayor porcentaje de macroagregados para este nivel con 22.9%, el cual es significativamente diferente con el promedio del T6 (SNat-

HMA+PA+P), T2 (SNat+HMA+PA-P) y T3 (SD-HMA+PA-P) con los valores más bajos de 15.7, 16.7 y 18.1%, respectivamente.

Con respecto a los microagregados menores a 0.3 mm se encontraron diferencias significativas ( $P<0.01$ ) entre tratamiento (Anexo 15). En el Cuadro 5 se puede observar que el T1 (SNat-HMA+PA-P) presentó el promedio más alto con 7.6%, y el promedio más bajo se obtuvo en el T6 (SNAT-HMA+PA+P) siendo estos promedios significativamente diferentes entre sí, pero similares con los promedios de los demás tratamientos.

Es importante indicar que este tratamiento presentó mayor formación de agregados en los grupos de 2.0-1.0 mm y de 1.0-0.3. Al respecto Edwards y Bremner (1967) afirman que los suelos consisten de microagregados ( $<250\mu\text{m}$  diámetro) que cohesionados forman macroagregados ( $>250\mu\text{m}$  diámetro), y que los agentes ligantes entre microagregados son más fuertes que aquellos entre macroagregados.

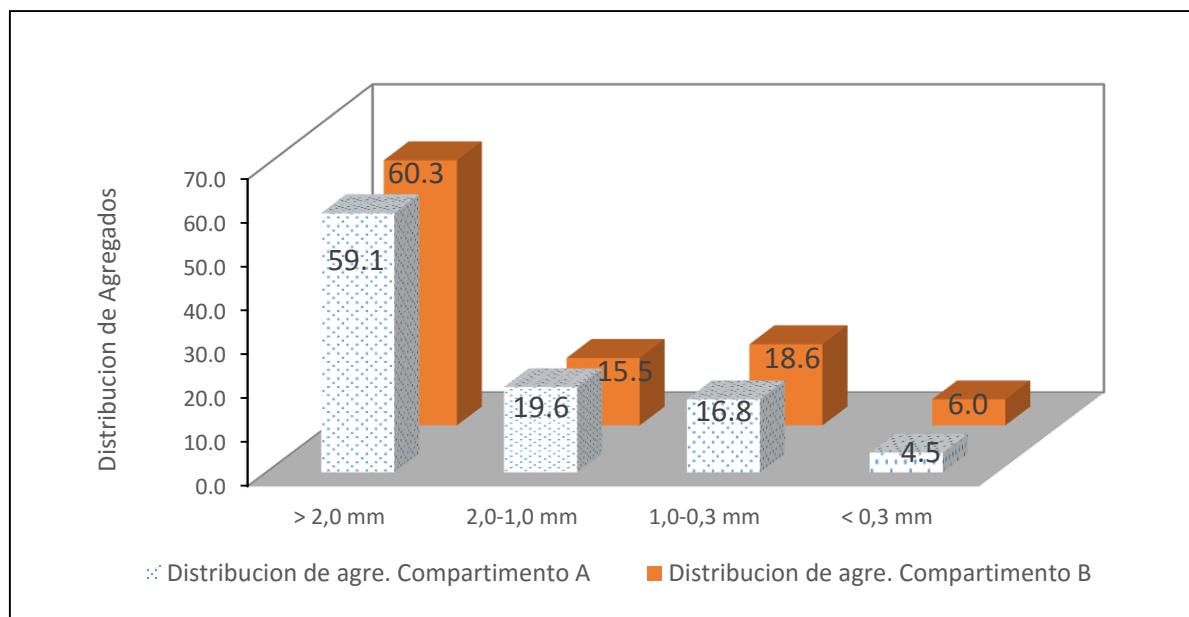


**Figura 4.** Distribución de agregados encontrados en compartimento B de las unidades experimentales en los tratamientos evaluados.

En el Compartimiento B, las raíces de las plantas no tuvieron participación directa en la formación de macroagregados y más bien su efecto fue temporal e indirecto a través del micelio externo de los HMA o quizás mediante la producción de exudados o sustancias cementantes que contribuyen a la agregación del suelo en forma transitoria. Lo anterior se fundamenta en que los compartimientos solo se comunicaron a través de la malla fina (0.44  $\mu\text{m}$ ) que únicamente permitía el paso de hifas desde el compartimiento A, hasta el compartimiento B (Camel et al., 1991; Thomas et al., 1993).

La contribución de los microorganismos del suelo en la formación y estabilidad de la estructura del suelo se encuentra en las raíces, en particular en los pelos radicales, las hifas de los hongos exudan polisacáridos y otros compuestos orgánicos formando una malla pegajosa que une a las partículas individuales del suelo y microagregados para formar macroagregados.

En el compartimiento B se encontró que los porcentajes de macroagregados de diferentes tamaños cuantificados en todos los tratamientos evaluados, presentaron el orden ascendiente siguiente: < 0.3 mm < 1.0-2.0 mm < 0.3-1.0 mm < 2.0 mm (Cuadro 5, Figura 4).



**Figura 5.**Comparacion de agregados en el compartimento A y B

También en el experimento se encontró que en el Compartimiento B hubo menor formación de macroagregados de los tamaños de 2.0-1.0 mm de diámetro en comparación con los porcentajes de macroagregados cuantificados en el Compartimiento A para este nivel de agregación. En contraste, macroagregados de los tamaños  $> 2.0$  mm, 1.0-0.3 mm y  $< 0.3$  mm de diámetro en el compartimiento B se encontraron en mayor cantidad comparado con los porcentajes de macroagregados cuantificados en el Compartimiento A para este nivel de agregación. (figura 5)

Posiblemente este comportamiento está influenciado por los tipos de agentes agregantes que intervienen en el proceso de agregación del suelo, lo cual también influirá en su estabilidad al contacto con el agua. Debido a la presencia de plantas de arroz en el compartimiento A, la acción directa y combinada de las raíces y el micelio externo fue determinante en la agregación provocando mayor enredo físico de los macroagregados de menor tamaño ( $< 0.3$  mm,  $< 1.0-0.3$  mm) para formar macroagregados de mayor tamaño (1.0-2.0 mm,  $> 2.0$  mm).

En el caso del compartimiento B, debido a la ausencia de plantas de arroz, no hubo efecto directo de las raíces de las plantas, por lo que la agregación del suelo posiblemente obedece a la acción particular del micelio externo de HMA inoculado o nativo y/o a la producción de sustancias ligantes o cementantes que juntaron macroagregados de diferentes tamaños contribuyendo con la agregación del suelo previamente tamizado por malla de 2.0 mm.

### **6.3.2 Estabilidad de macroagregados medida en Compartimiento B**

Como se ha indicado anteriormente, las plantas fueron sembradas en el Compartimientos A de las unidades experimentales, por lo que en el suelo del Compartimiento B las plantas no tuvieron participación directa en la macro agregación siendo su efecto más bien indirecto mediante los hongos micorrícos ya que ambos compartimientos estaban comunicados por una malla de

nylon que solamente dejaba pasar el micelio externo de los hongos micorrícos sin dejar pasar las raíces de las plantas del cultivo de arroz utilizado en el experimento.

Con respecto a estabilidad de macroagregados mayores a 2.0 mm, se encontraron diferencias estadísticas ( $P<0.05$ ) entre tratamientos (Anexo 16). El T1 (SNat-HMA+PA-P) T3 (SD-HMA+PA-P) T2 (SNat+HMA+PA-P) y T4 (SD+HMA+PA-P) presentaron los promedios más altos de estabilidad de agregados al contacto con el agua con 53.6, 52.8, 50.2 y 50.2%, respectivamente, los cuales son similares entre sí. Estos tratamientos difieren significativamente con el T5 (SD+HMA+PA+P) y T6 (SNat-HMA+PA+P) que obtuvieron los promedios más bajos estabilidad con 31.4 y 27.9%, respectivamente (Cuadro 6, Figura 5).

**Cuadro 6.** Promedios de estabilidad de macroagregados en compartimiento B para cada tratamiento evaluado.

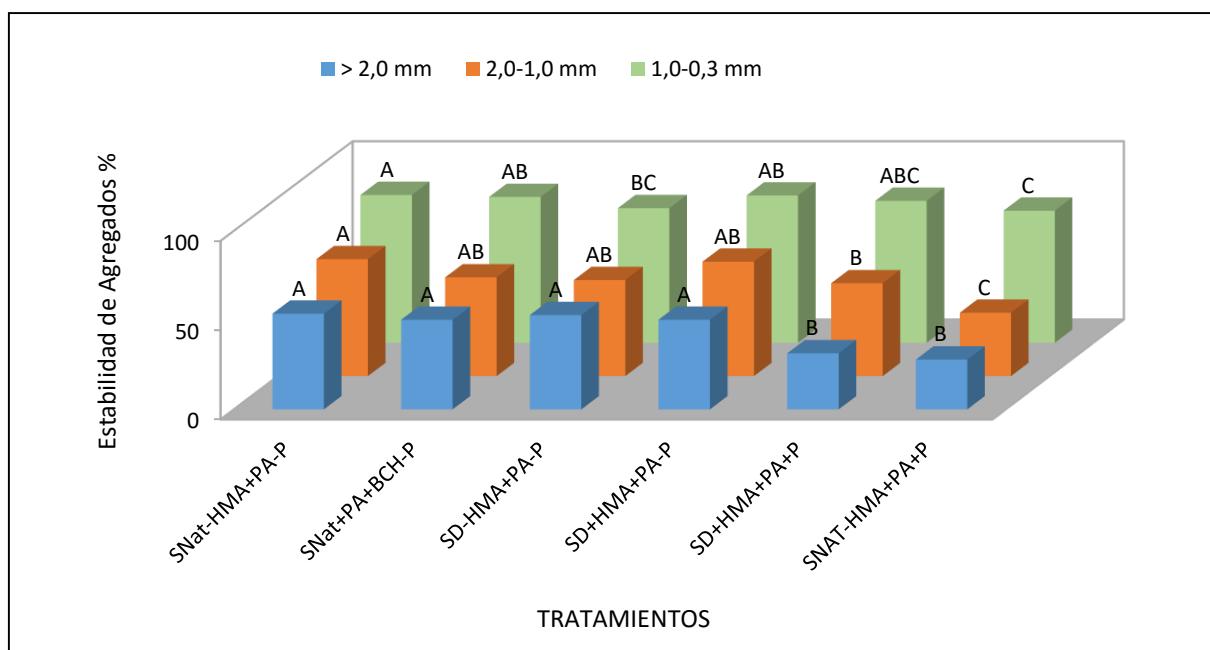
TRATAMIENTOS		PROMEDIOS DE ESTABILIDAD DE MACROAGREGADOS (%) EN COMPARTIMIENTO B.				
COD.	DESCRIPCION	> 2.0 mm		2.0-1.0 mm		1.0-0.3 mm
<b>T1</b>	SNat-HMA+PA-P	53.6	A	65.5	A	82.9
<b>T2</b>	SNat+HMA+PA-P	50.2	A	55.3	AB	81.8
<b>T3</b>	SD-HMA+PA-P	52.8	A	53.8	AB	75.5
<b>T4</b>	SD+HMA+PA-P	50.2	A	64.1	AB	82.6
<b>T5</b>	SD+HMA+PA+P	31.4	B	52.0	B	79.6
<b>T6</b>	SNat-HMA+PA+P	27.9	B	35.5	C	74.1

SNat = Suelo Natural; - = Sin; + = Con; HMA = Hongo Micorríco Arbuscular;  
PA = Planta de Arroz; P = Aplicación de fosforo.

En estabilidad de macroagregados entre 2.0-1.0 mm se encontraron diferencias altamente significativas ( $P\leq 0.01$ ) entre promedios de tratamientos (Anexo 17); el T1 (SNat-HMA+PA-P) alcanzo el valor más alto con 65.5% de estabilidad de estos agregados siendo significativamente diferente con el T6 (SNat-HMA+PA+P) y T5 (SD+HMA+PA+P) que obtuvieron los promedios

más bajos de estabilidad (35.5 y 52.0%, respectivamente), siendo significativamente diferentes entre sí. Así mismo, en el Cuadro 6 se observa que los demás tratamientos solo presentaron diferencias estadísticas con el T6 (SNat-HMA+PA+P).

En macroagregados de 1.0-0.3 mm hubieron diferencias estadísticamente significativas ( $P<0.01$ ) entre tratamientos (Anexo 18). El T1 (SNat-HMA+PA-P) presentó el valor más alto en este grupo con 82.9% de estabilidad difiriendo significativamente con el T3 (SD-HMA+PA-P) y T6 (SNAT-HMA+PA+P) que presentaron los promedios más bajos con 75.5 y 74.1% de estabilidad, respectivamente. Los demás tratamientos presentaron porcentajes promedios de estabilidad con valores intermedios para este nivel de agregación.

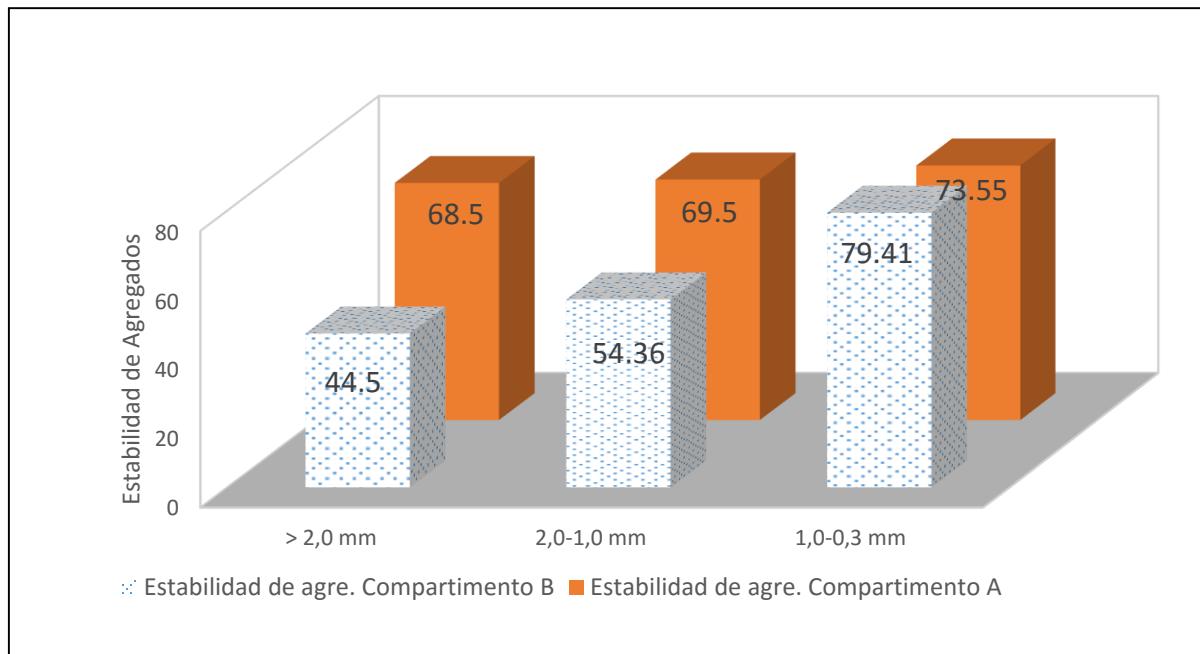


**Figura 6.** Estabilidad de macroagregados al contacto con el agua formados en el compartimento B.

Debido a la ausencia de plantas de arroz en el compartimento B, puede afirmarse que el micelio externo de HMA y la producción de algunos exudados y/o sustancias cementantes posiblemente

fueron los principales agentes responsables de la agregación y estabilización de macroagregados en los tres tamaños considerados y evaluados en todos los tratamientos.

Al comparar la estabilidad de macroagregados formados en ambos compartimientos, puede observarse (figura 6) que en el compartimiento A, los macroagregados  $> 2.0$  mm y  $2.0-1.0$  mm fueron más estables al contacto con el agua que en el compartimiento B. En el caso de macroagregados de 1 a 0.3 mm su estabilidad fue mayor en compartimiento B, comparado con estos mismos agregados encontrados en el compartimiento A.



**Figura 7.**Comparacion de estabilidad de agregados en el compartimento A y B

Posiblemente la mayor estabilidad que presentaron los macroagregados en el compartimiento A, se debe al efecto directo de la agregación física que ejercieron las raíces de las plantas de arroz que juntaron macroagregados de menor tamaño formando macroagregados de mayor tamaño dándoles estabilidad al contacto con el agua manteniéndolos unidos resistiendo la dispersión ocasionada por el agua. Al respecto, (Oades y Waters 1991) y Tisdall (1994), afirman

que la estabilidad de macroagregados  $> 0.25$  mm está controlada principalmente por el crecimiento de las raíces e hifas de HMA, y de acuerdo con Lynch (1984), la estabilidad depende de la cantidad de materiales orgánicos agregados al suelo, de la biomasa microbial y de la longitud de las hifas externas de hongos micorrízicos.

Por otro lado, los resultados indican que para todos los niveles de agregación, en el compartimiento B los tratamientos T5 (SD+HMA+PA+P) y T6 (SNat+HMA+PA+P) presentaron los porcentajes más bajos de estabilidad de agregados. Lo anterior, posiblemente se debe a la aplicación de fósforo en estos tratamientos lo cual afectó la simbiosis con el HMA inoculado y/o nativo, y la no colonización del compartimiento B por parte del micelio externo.

Estos resultados sugieren que posiblemente la macroagregación ocurrida en el compartimento B se debe principalmente a la acción sustancias pegantes y/o exudados radiculares, que como lo indican Tisdall y Oades (1982) y Wild (1992) tienen carácter transitorio en la agregación ya que rápidamente son descompuestos por los microorganismos.

Al respecto, Voronin y Sereda (1976) afirman que los macroagregados son menos estables por la participación de raíces, hifas (agentes ligantes temporales) y polisacáridos microbianos y exudados de las raíces de las plantas (agentes ligantes transitorios), comparación con los microagregados que están fuertemente influenciados por agentes ligantes persistentes en el suelo como materiales húmicos asociados con hierro amorfo y aluminosilicatos. Tisdall y Oades (1982), Miller y Jastrow (1990) y Tisdall (1991), afirman que los suelos están formados por agregados de diferentes tamaños con ligantes para cada nivel de agregación. Agentes ligantes inorgánicos y orgánicos que persisten en el suelo son importantes en la formación y estabilización de microagregados ( $< 0.25$  mm de diámetro), y la red física formada por raíces e hifas de HMA se considera el principal mecanismo de unión de microagregados en macroagregados ( $> 0.25$  mm de diámetro).

## VI. CONCLUSIONES

La simbiosis del cultivo de arroz con hongos micorrícos arbusculares ya sea inoculado o nativo, tiene su influencia incrementando la producción de biomasa foliar, siendo mayor este efecto cuando se aplica fosforo fertilizante y cuando los HMA actúan uno en ausencia del otro.

En el compartimiento A, la distribución de macroagregados de diferentes tamaños en todos los tratamientos siguió el orden ascendente: <0.3 mm, 0.3-1.0 mm, 1.0-2.0 mm < 2.0 mm., lo cual sugiere que la contribución de las raíces del cultivo de arroz y el micelio externo del hongo micorrílico en la formación principalmente de macroagregados mayores de 2.0 mm de diámetro.

En el compartimiento B, donde solamente estuvo presente el micelio externo del hongo micorrítico, los macroagregados cuantificados en todos los tratamientos presentaron el orden ascendente siguiente: < 0.3 mm, 1.0-2.0 mm, 0.3-1.0 mm < 2.0 mm.

En el compartimiento A, los macroagregados de mayor tamaño (> 2.0 mm) fueron ligeramente menos estables al contacto con el agua en comparación con macroagregados de menor tamaño (2.0-1.0 mm y 1.0-0.3 mm), lo cual se mantuvieron unidos por la acción agregante de las raíces de las plantas y el micelio externo de hongos micorrícos.

Los macroagregados >2.0 mm y 2.0-1.0 mm formados en el compartimiento A fueron más estables al contacto con el agua comprados con estos macroagregados en el compartimiento B, en contraste, macroagregados <0.3 mm fueron más estables en compartimiento B, comparado con estos mismos agregados encontrados en el compartimiento A.

Para todos los niveles de agregación, en el compartimiento B el T5 (SD+HMA+PA+P) y T6 (SNat+HMA+PA+P) presentaron los más bajos porcentajes de estabilidad de agregados, debido quizás a la influencia de la aplicación de fosforo que afecto la simbiosis con el HMA inoculado y/o nativo, y la no colonización del compartimiento B por parte del micelio externo.

## **VII. RECOMENDACIONES**

Se recomienda hacer análisis químico de suelos para cuantificar la disponibilidad de nutrientes, principalmente de fosforo, así como también a nivel de laboratorio se debe realizar una descripción analítica de las características físicas del suelo para relacionarlas con el desarrollo del micelio externo del hongo y su efecto en la agregación del suelo.

Para obtener resultados más concluyentes sobre el papel de los hongos micorrícos arbusculares en la bioagregación del suelo y su estabilización, se recomienda cuantificación de variables como el porcentaje de infección de raíces y la longitud del micelio externo haciendo uso de microscopio de muy buena resolución.

Seguir realizando otras investigaciones evaluando diversas cepas de hongos micorrícos en diferentes tipos de cultivos para seguir generando conocimientos sobre la importancia del papel que juegan estos organismos en la nutrición mineral de las plantas y cultivos de importancia agrícola; así como sobre la formación y estabilización de los agregados del suelo como alternativa para mantener su capacidad productiva y protegerlo de la degradación.

## VIII. BIBLIOGRAFIA

- ABBOT, L. K.; ROBSON, A. D. 1985. Formation of external hyphae in soil by four species of vesicular-carbuncular mycorrhizal fungi. *New Phytologist*. 99, 245-255.
- ALLEN, M. 1982. Influence of vesicular-arbuscular mycorrhizae on water movement through *Bouteloua gracilis* (H.B.K). *Lax ex steud.* *New Phytol*, 91: 191-196.
- ALLISON, F.E. 1973. Soil organic matter and its role in crop production. Elsevier. Amsterdam, the Netherlands.
- \_\_\_\_\_. 1968. Soil aggregation: Some facts and fallacies as seen by a microbiologist. *Soil Sci.* 106: 136-143.
- AMES, R. 1984. Nitrogen sources and a values for vesicular-arbuscular and nonmycorrhizal sorghum grown at three rates of N15 ammonium sulphate. *New Puyol*, 97: 269-276.
- ARREGOCES, O.; ROSERO, M.; GONZÁLEZ, J. 1985. Morfología de la Planta de Arroz. Centro Internacional de Agricultura Tropical CIAT, Cali, Colombia. Disponible Sitio web: <http://www.ciat.cgiar.org/riceweb/esp/inicio.htm>
- ASPIRAS, R.B., O.N. ALLEN, G. CHESTERS Y R.F. HARRIS. 1971. Chemical and physical stability of microbial stabilized aggregates. *Soil Sci. Soc. Am. Proc.* 35: 283-286.
- AZCON AGUILAR, C., J.M. BAREA 1980. Micorrizas investigación y ciencia 47: 8-16.
- BAGYARAJ, D. 1984. Biological interactions with VA mycorrhizal fungi. In: va Mycorrhiza. Ed. by C. Ll. Powell and D.J Bagyaraj. CRC Press, Boca Ratón, Florida. p. 131-153.
- BAREA, J. 1986. Importance of hormonas and root exudates in mycorrhizal phenomea. INRA, París. Pag, 177-187
- BAVER, L. D.; GARDNER, W. H.; GARDNER, W. R. 1973. Física de Suelos. Trad., por Jorge Manuel Rodríguez. México. UTEHA. 530 p
- BLANCO, F.; SALAS, E. 1997. Micorrizas en la agricultura. Agronomía Costarricense (Costa Rica) 21:55-67.

BIDWELL, R. G. 1980. Fisiología Vegetal. México, A.G.T., 674-676 p.7

BOIX-FAYOS, C.; CALVO-CASES, A.; IMESON, A. C. Y SORIANO-SOTO, M. D. 2001. Influence of soil properties on the aggregation of some Mediterranean soils and the use of aggregate size and stability as land degradation indicators. *Catena*, vol. 44, p. 47-67.

BRADY, N.C. Y R.R. WEIL. 1999. The nature and properties of soils. 20th ed. Prentice Hall. Upper Saddle River, NJ.

BROWN, M.F.; E.J. KING. 1982. "Morphology and histology of vesicular-arbuscular mycorrhizae. A. Anatomy and cytology. En methods and principles of micorrhizal research. USA, the American Phytopathological Society, 15-21.

BURBANO, H. 1989. El suelo. Una visión sobre sus componentes biorgánicos. Serie de investigaciones # 1. Universidad de Nariño. Pasto, Colombia. 450 p.

CAMARO, S. R.; MONTAÑO, N. M.; MERA, J. R.; ARIAS, M. A. 2012. Micorrizas: una gran unión debajo del suelo. *Revista Digital Universitaria* 1 de julio 2012 • Volumen 13 Número 7 • ISSN: 1067-6079.

CAMEL, S. B.; REYES-SOLIS, M. G.; FERRERA-CERRATO, R.; FRANSON, R. L.; BROWN, M. S.; BETHLENFALVAY, G. J. 1991. Growth of vesicular-arbuscular mycorrhizal mycelium through bulk soil. *Soil Science Soc. American J.* 55: 389-393.

CÉSAR MOQUETE; 2010. Guía Técnica El Cultivo de Arroz. Serie Cultivos No.37. Santo Domingo, República Dominicana. CEDAF, 2010. 166 p.

CHAPIN FSIII. 1980. The mineral nutrition of wild plants. *Annu Rev Ecol Syst* 11:233-260

CHAVARRÍA, M. 1999. Usos de las micorrizas en la agricultura. *Curso de Biología de Suelos*, CIA-UCR. p. 29-59.

CHENU, C. 1989. Influence of a fungal polysaccharide, scleroglucan, on clay microstructures. *Soil Biol. Biochem.* 21: 299-305

CHUNG, P. 2005. Hongos micorrícos comestibles. Opción productiva aplicada a las plantaciones forestales. Aspectos generales. INFOR. 55p.

CIAT (Centro Internacional de Agricultura Tropical) 2005. Morfología de la planta de arroz. Guía para el Trabajo de Campo en el Manejo Integrado de Plagas del Arroz. 2001. 4ta edición. IIA, FLAR, CIAT. Cali, Colombia. 76 pág.

COCA VELÁSQUEZ, J.J. 2010. Evaluación de micorrizas en plántulas de aguacate (*Persea americana* var. Hass) en diferentes sustratos de crecimiento. Tesis Ing. Agr. Catacamas Olancho. Universidad Nacional de Agricultura. 65 p.

CUADROS, G. A.; GÓMEZ R.; RODRÍGUEZ, N. F. 2011. Asociación simbiótica entre hongos micorrízicos arbusculares y el sistema radicular de plántulas de cacao (*Theobroma cacao* L.): efecto de la formononetina y la disponibilidad de fósforo en el suelo. *Corpoica Cienc. Tecnol. Agropecu.* 12(1), 77-85.

CUENCA G, CÁCERES A, OIRDOBRO G, HASMY Z, URDANETA C. 2007. Las micorrizas arbusculares como alternativas para una agricultura sustentable en áreas tropicales. *Interciencia* 32(1):23-29.

DAVIDSON, D. A. Y GRIEVE, I. C 2006. Relationships between biodiversity and soil structure and function: Evidence from laboratory and field experiments. *Applied Soil Ecology*, vol. 33, p. 176-185.

DOMINGUEZ, R. Y VEGA, K. 2003. Ensayos de validación de Mycoral (micorrizas vesiculoarbuscular) en yuca con agricultores de Honduras (en línea).

EDWARDS, A. P.; BREMNER, J. M. 1967. Microaggregates in soils. *Journal of Soil Science*. Vol. 18 (1): 64-73.

EYNARD, A.; SCHUMACHER, T. E.; LINDSTROM, M. J. Y MALO, D. D. 2004. Aggregate sizes and stability in cultivated South Dakota prairie Ustolls and Usterts. *Soil Sci. Soc. Am. J.*, vol. 68, p. 1360-1365.

FRANQUET B. J.; BORRÀS PÀMIES, C. 2004 Economía del arroz: VARIEDADES Y MEJORAS pag, 445.

FERNÁNDEZ, F. ET AL 1985. Crecimiento y Etapas de Desarrollo de la Planta de Arroz. En: Arroz: Investigación y Producción. Editad o por Eugenio Tascón y Elías García. CIAT, Cali, Colombia.

GAVANDE, S. A. 1972. Estructura del suelo. Física de suelos. Editorial Limusa – Wiley, México. Cap 4: 77 – 104.

GISBERT, J.M; IBÁÑEZ, SARA; 2001. “Génesis de Suelos” Ed. Universidad Politécnica de Valencia, págs. 222.

GONZÁLEZ, C.; GUTIÉRREZ, C.; WRIGHT, S. 1991. Hongos micorrízicos arbusculares en la agregación del suelo y su estabilidad Arbuscular Mycorrhizal Fungi on Soil Aggregation and its Stability

HERNÁNDEZ, A.; ASCANIO, O.; MORALES, M.; BOJÓRQUEZ, I.; NORMA, E. Y GARCÍA, J.2006. El suelo: Fundamentos sobre su formación, los cambios globales y su manejo. Nayarit: Universidad Autónoma. 255 p. ISBN 968833072-8. 4.

HEVIA, G. G.; MÉNDEZ, M. Y BUSCHIAZZO, 2007. D. E. Tillage affects soil aggregation parameters linked with wind erosion. *Geoderma*, vol. 140, p. 90-96

HILLEL, D. 1998. Environmental soil physics. Academic Press. San Diego. U.S.A. 771 p.

\_\_\_\_\_. 1982. Introduction to soil physics. Academic Press. San Diego, CA.

HOWELER, R. H.; SIEVERDING, E.; SAIF, S.R. 1987. Practical aspects of mycorrhizal technology in some tropical crops and pastures. *Plant and Soil*. 100, 249-283.

JAKOBSEN, I. J.; ABBOT, L. K.; ROBSON, A. D. 1992. External hyphae of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi associated with *Trifolium subterraneum* L. Spread of hyphae and phosphorus inflow into roots. *New Phytologist*. 120, 371-380.

JARAMILLO, D. F.; L. N. PARRA y L. H. GONZÁLEZ. 1994. El recurso suelo en Colombia: Distribución y evaluación. Universidad Nacional de Colombia, Medellín. 88 p.

KAY, B. D. 1990. Rates of change of soil structure under different cropping systems. *Advances in Soil Science*. 12, 1-52.

LYNCH, J. M. 1984. Interactions between biological processes, cultivation and soil structure. *Plant Soil* 76, 307-318.

LINDERMAN, R. 1992. Vesicular-arbuscular mycorrhizae and soil microbial interactions. In *Mycorrhizae in sustainable agriculture*. Ed. by G. Bethlenfalvay, and R. Linderman, Wisconsin, U.S.A. ASA Special Publication Number 54. P 45-70

MARSCHNER H. 1995. Nutrición Mineral de las plantas superiores. Segunda edición. 889pp.

MARTENS, D. A. 2000. Management and crop residue influence soil aggregate stability. *J. Environ. Qual.*, vol. 29, p. 723-727

MEHTA, N.C., H. STREULI, M. MULLER Y H. DEUEL. 1960. Role of polysaccharides in soil aggregation. *J. Sci. Food Agric.* 11: 40-47.

MILLER, R. M. 1987. The ecology of vesicular-arbuscular mycorrhizae in grass-and shrublands. IN: *Ecophysiology of VA Mycorrhizal plants*. (Ed. By G. R. Safir), pp. 135-170. CRC Press, Inc., Boca Raton, Florida.

MILLER, R. M.; JASTROW, J. D. 1990. Hierarchy of root and mycorrhizal fungal interactions with soil aggregation. *Soil Biology and Biochemistry*. Vol. 22 (5): 579-584.

MORTON, J.B. Y G.L. BENNY. 1990. Revised classification of arbuscular mycorrhizal fungi (Zygomycetes): A new order, Glomales, two new suborders, Glominaeae and Gigasporineae,

and two new families, Acaulosporaceae and Gigasporaceae, with an emendation of Glomaceae. *Mycotaxon* 37: 471-491.

OADES, J. M.; WATERS, A. G. 1991. Aggregate hierarchy in soils. *Australian Journal of Soil Research.* 29, 815-828.

OADES, J.M. 1989. An introduction to organic matter in mineral soils. pp. 89-159. In: Dixon, J.B. y S.B. Weed (Eds). *Minerals in soil environments.* 2nd ed. Soil Science Society of America. Madison.

\_\_\_\_\_. 1984. Soil organic matter and structural stability, mechanisms and implications for management. *Plant and Soil* 76: 319-337.

PIATTI, CARINA, L.; IGLESIAS, MARÍA, C. 2004. Registro y cuantificación de la presencia de micorrizas vesículo-arbusculares en suelos de algarrobales. Cátedra de Microbiología Agrícola - Facultad de Ciencias Agrarias - UNNE. Sargent Cabral 2131 - CP: 3400. Corrientes. Argentina.

PLANT, Z. 1988. Photosynthesis of salt-stressed maize as influenced by Ca: Na ratios in the nutrient solution. *Plant and Soil.* 105:283-286.

RADDATZ, E. 1997. Nuevas tecnologías para reforestar. Folleto de conferencia Corpocuencas. Cali, Colombia. 6 p.

READ, D. J. 1992. The mycorrhizal mycelium. In *Mycorrhizal functioning: An integrative plant-fungal process.* Michael Allen (1992). Chapman & Hall. NY-Lon., pp. 102-133.

REYES, D. N. 2003. Secretaría De Agricultura Y Ganadería Dirección De Ciencia Y Tecnología Agropecuaria. El cultivo de arroz. (*Oryza sativa*). Manual técnico para consultores agrícolas y productores p 51

Reyes, J. T. 2001. Micelio externo de hongo micorrícos arbusculares y su potencial de influencia en la recuperación de suelos degradados de laderas del cauca, Colombia. Tesis M.Sc. Universidad Nacional de Colombia, Palmira. 88 pp.

RILLIG, M. C. Y STEINBERG, P. D. 2002. Glomalin production by an arbuscular mycorrhizal fungus: a mechanism of habitat modification. *Soil Biology & Biochemistry*, vol. 34, p. 1371-1374.

RODRÍGUEZ, JOSÉ LEOPOLDO. 2001. Efecto del biofertilizante Mycoral® (micorriza arbuscular) en el desarrollo del café (*Coffea arabica* L.) en vivero. Proyecto Especial del Programa de Ingeniero Agrónomo. El Zamorano, Honduras. 44 p

SAG, DICTA. 2003. Manual técnico para el cultivo de arroz. (*Oriza sativa*) Programa de arroz. Comayagua, Honduras, CA.

SÁNCHEZ DE P., M. 1999. Endomicorras en agroecosistemas Colombianos. Feriva, Cali, Colombia. 227 p.

SIMS, G.K. 1990. Biological degradation of soil. *Adv. Soil Sci.* 11: 289-330.

SMITH, S. 1980. Mycorrhizas of autotrophic higher plant. *Biol.Rev* 55:475-510

SOIL SURVEY STAFF. (SSS) 1999. Soil Taxonomy. A Basic System of Soil Classification for Making and Interpreting Soil Surveys. 2a. Ed. Agriculture Handbook N° 436. Soil Survey Staff. Washington D. C. 869 p.

\_\_\_\_\_. 1998. Keys to Soil Taxonomy. 8a. Ed. Soil Survey Staff. Washington D. C. 326 p.

\_\_\_\_\_. (SSSA). 1984. Glossary of Soil Science terms. SSSA. Madison. 38 p.

SYLVIA, D. M. 1992. Quantification of external hyphae of Vesicular-arbuscular Mycorrizal fungi. *Methods in microbiology.* 24, 53-65.

TARBUCK, E. y F. LUTGENS. 1999. Ciencias de la tierra: Una introducción a la Geología Física. 6<sup>a</sup>. Ed. Prentice Hall Iberia S. R. L. Madrid. 572 p.

TISDALL JM 1991. Fungal hyphae and structural stability of soil. *Australian Journal of Soil Research.* 29: 729-743

\_\_\_\_\_.1994. Possible rol of soil microorganisms in agregation in solis. *Plant & soil* 159:115-21

TISDALL, J. M.; OADES, J. M. 1982. Organic matter and water-stable aggregates in soils. *Journal of Soil Science.* 33: 141-163

\_\_\_\_\_. 1980. The effect of crop rotation on aggregation in a red-brown earth. *Aust. J. Soil Res.* 18: 423-433.

THOMAS, R. S.; FRANSON, R. L.; BETHLENFALVAY, G. J. 1993. Separation of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungus and root effects on soil aggregation. *Soil Science Society American Journal.* 57: 77-81.

TORRES, R. 2000. El papel del micelio externo de hongos que forman micorriza arbuscular asociado a barbechos mejorados en suelos degradados de ladera de Pescador (Cauca). Tesis MSc. Universidad Nacional de Colombia, Sede Palmira. 89 p.

VORONIN, A.D. Y N.A. SEREDA. 1976. Composition and structure of the microaggregate fractions of certain type of soils. *Moscow Univ. Soil Sci. Bull.* 31: 100-107.

WILD, A. 1992. Condiciones del suelo y desarrollo de las plantas según Russell. Mundiprensa. Madrid. 1044 p.

ZAMALLOA CALLE, E. E.: 2008. Comparativo de Rendimiento de Cuatro Variedades de Arroz en Pozas con Enmiendas en Dos Localidades de la Selva del Manú en Perú. Disponible en: <http://www.edym.com/pm/promanu/web01/literat.htm>

ZANG, A.; NOEL LEMEYER, E. Y TIESSEN, H. 2006. Carbon turnover and C13 natural abundance under land use change in the semiarid La Pampa, Argentina. *Soil Sci. Soc. Am. J.*, vol. 70, p. 1541-1546

# **ANEXOS**

**Anexo 1.** Análisis de varianza para altura de plantas a los 45 días después de la siembra.

FUENTES DE VARIACION	GL	Tipo III de suma de cuadrados	Cuadrático promedio	Fc	Sig.
BLOQUE	2	4,201	2,101	,309	,741
TRATAMIENTOS	5	56,104	11,221	1,651	,233
ERROR	10	67,952	6,795		
TOTAL CORREGIDO	17	128,258			

$R^2 = 0,470$

**Anexo 2.** Análisis de varianza para número de macollos en plantas de arroz a los 60 DDT

FUENTES DE VARIACION	GL	Tipo III de suma de cuadrados	Cuadrático promedio	Fc	Sig.
BLOQUE	2	7,893	3,947	,504	,619
TRATAMIENTOS	5	33,493	6,699	,855	,542
ERROR	10	78,313	7,831		
TOTAL CORREGIDO	17	119,700			

$R^2 = 0,346$

**Anexo 3.** Análisis de varianza para la variable biomasa fresca foliar

FUENTES DE VARIACION	GL	Tipo III de suma de cuadrados	Cuadrático promedio	Fc	Sig.
BLOQUE	2	704,834	352,417	3,178	,085
TRATAMIENTOS	5	2566,249	513,250	4,628	,019
ERROR	10	1109,079	110,908		
TOTAL CORREGIDO	17	4380,163			

$R^2 = 0,747$

**Anexo 4.** Análisis de varianza para la variable biomasa seca foliar

FUENTES DE VARIACION	GL	Tipo III de suma de cuadrados	Cuadrático promedio	Fc	Sig.
BLOQUE	2	127,853	63,927	2,693	,116
TRATAMIENTOS	5	233,420	46,684	1,967	,170
ERROR	10	237,347	23,735		
TOTAL CORREGIDO	17	598,620			

$R^2 = 0,604$

**Anexo 5.** Análisis de varianza para agregados mayores de 2.0 mm en compartimento A.

FUENTES DE VARIACION	GL	Tipo III de suma de cuadrados	Cuadrático promedio	Fc	Sig.
BLOQUE	2	36,734	18,367	4,392	,043
TRAT	5	91,704	18,341	4,386	,022
ERROR	10	41,819	4,182		
TOTAL CORREGIDO	17	170,258			

$R^2 = 0,754$

**Anexo 6.** Análisis de varianza para agregados de 2.0-1.0 mm en el compartimento A.

FUENTES DE VARIACION	GL	Tipo III de suma de cuadrados	Cuadrático promedio	Fc	Sig.
BLOQUE	2	,058	,029	,009	,991
TRAT	5	54,158	10,832	3,359	,049
ERROR	10	32,249	3,225		
TOTAL CORREGIDO	17	86,464			

$R^2 = 0,627$

**Anexo 7.** Análisis de varianza para agregados de 1.0-0.3 mm en el compartimento A.

FUENTES DE VARIACION	GL	Tipo III de suma de cuadrados	Cuadrático promedio	Fc	Sig.
BLOQUE	2	,271	,136	,103	,903
TRAT	5	18,209	3,642	2,767	,080
ERROR	10	13,162	1,316		
TOTAL CORREGIDO	17	31,643			

$R^2 = 0,584$

**Anexo 8.** Análisis de varianza para agregados menores a 0.3 mm en compartimento A.

FUENTES DE VARIACION	GL	Tipo III de suma de cuadrados	Cuadrático promedio	Fc	Sig.
BLOQUE	2	3,614	1,807	3,582	,067
TRAT	5	19,718	3,944	7,816	,003
ERROR	10	5,046	,505		
TOTAL CORREGIDO	17	28,378			

$R^2 = 0,822$

**Anexo 9.** Análisis de varianza para estabilidad de agregados mayores a 2 mm en el compartimento A.

FUENTES DE VARIACION	GL	Tipo III de suma de cuadrados	Cuadrático promedio	Fc	Sig.
BLOQUE	2	20,281	10,141	3,545	,069
TRAT	5	23,989	4,798	1,677	,227
ERROR	10	28,606	2,861		
TOTAL CORREGIDO	17	72,876			

$R^2 = 0,607$

**Anexo 10.** Análisis de varianza para estabilidad de agregados de 2.0-1.0 mm en el compartimento A.

FUENTES DE VARIACION	GL	Tipo III de suma de cuadrados	Cuadrático promedio	Fc	Sig.
BLOQUE	2	13,801	6,901	,992	,405
TRAT	5	249,291	49,858	7,164	,004
ERROR	10	69,592	6,959		
TOTAL CORREGIDO	17	332,684			

$R^2 = 0,791$

**Anexo 11.** Análisis de varianza para estabilidad de agregados de 1.0-0.3 mm en el compartimento A.

FUENTES DE VARIACION	GL	Tipo III de suma de cuadrados	Cuadrático promedio	Fc	Sig.
BLOQUE	2	,303	,152	,019	,981
TRAT	5	184,840	36,968	4,687	,018
ERROR	10	78,877	7,888		
TOTAL CORREGIDO	17	264,020			

$R^2 = 0,701$

**Anexo 12.** Análisis de varianza para agregados mayores a 2.0 mm en compartimento B.

FUENTES DE VARIACION	GL	Tipo III de suma de cuadrados	Cuadrático promedio	Fc	Sig.
BLOQUE	2	4,448	2,224	,169	,847
TRAT	5	226,449	45,290	3,437	,046
ERROR	10	131,759	13,176		
TOTAL CORREGIDO	17	362,656			

$R^2 = 0,637$

**Anexo 13.** Análisis de varianza para agregados de 2.0-1.0 mm en el compartimento B.

FUENTES DE VARIACION	GL	Tipo III de suma de cuadrados	Cuadrático promedio	Fc	Sig.
BLOQUE	2	2,514	1,257	,866	,450
TRAT	5	30,751	6,150	4,234	,025
ERROR	10	14,526	1,453		
TOTAL CORREGIDO	17	47,791			

$R^2 = 0,696$

**Anexo 14.** Análisis de varianza para agregados de 1.0-0.3 mm en el compartimento B.

FUENTES DE VARIACION	GL	Tipo III de suma de cuadrados	Cuadrático promedio	Fc	Sig.
BLOQUE	2	2,363	1,182	,412	,673
TRAT	5	93,578	18,716	6,525	,006
ERROR	10	28,683	2,868		
TOTAL CORREGIDO	17	124,625			

$R^2 = 0,770$

**Anexo 15.** Análisis de varianza para agregados menores a 0.3 mm en compartimento B.

FUENTES DE VARIACION	GL	Tipo III de suma de cuadrados	Cuadrático promedio	Fc	Sig.
BLOQUE	2	,388	,194	,205	,818
TRAT	5	18,929	3,786	4,005	,030
ERROR	10	9,452	,945		
TOTAL					
CORREGIDO	17	28,769			

$R^2 = 0,671$

**Anexo 16.** Análisis de varianza para estabilidad de agregados mayores a 2.0 mm en el compartimento B.

FUENTES DE VARIACION	GL	Tipo III de suma de cuadrados	Cuadrático promedio	Fc	Sig.
BLOQUE	2	31,818	15,909	,904	,435
TRAT	5	1988,836	397,767	22,612	,000
ERROR	10	175,909	17,591		
TOTAL					
CORREGIDO	17	2196,563			

$R^2 = 0,920$

**Anexo 17.** Análisis de varianza para estabilidad de agregados de 2.0-1.0 mm en el compartimento B.

FUENTES DE VARIACION	GL	Tipo III de suma de cuadrados	Cuadrático promedio	Fc	Sig.
BLOQUE	2	85,404	42,702	2,234	,158
TRAT	5	1745,003	349,001	18,256	,000
ERROR	10	191,169	19,117		
TOTAL CORREGIDO	17	2021,576			

$R^2 = 0,905$

**Anexo 18.** Análisis de varianza para estabilidad de agregados de 1.0-0.3 mm en el compartimento B.

FUENTES DE VARIACION	GL	Tipo III de suma de cuadrados	Cuadrático promedio	Fc	Sig.
BLOQUE	2	29,154	14,577	2,268	,154
TRAT	5	217,318	43,464	6,761	,005
ERROR	10	64,286	6,429		
TOTAL CORREGIDO	17	310,758			

$$R^2 = 0,793$$