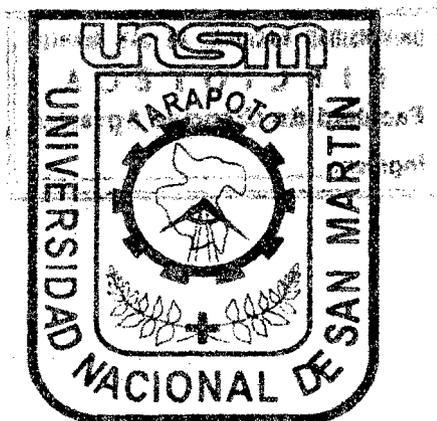


UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN MARTÍN-TARAPOTO

FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS

DEPARTAMENTO ACADÉMICO AGROSILVO PASTORIL

ESCUELA PROFESIONAL DE AGRONOMÍA



TESIS

**“EFECTO COMPARATIVO DE ÁCIDO INDOL BUTÍRICO
(AIB) Y TIPOS DE SUSTRATOS EN EL ENRAIZAMIENTO DE
FICUS (*Ficus benjamina* L.) A TRAVÉS DE ACODO AÉREO,
EN EL DISTRITO DE MORALES-SAN MARTÍN”**

PARA OPTAR EL TÍTULO PROFESIONAL DE:

INGENIERO AGRÓNOMO

PRESENTADO POR EL BACHILLER:

CARLOS MAO ARCE GRÁNDEZ

TARAPOTO - PERÚ

2014

UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN MARTÍN-TARAPOTO
FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS
DEPARTAMENTO ACADÉMICO AGROSILVO PASTORIL
ESCUELA PROFESIONAL DE AGRONOMÍA
ÁREA DE MEJORAMIENTO Y PROTECCIÓN DE CULTIVOS
TESIS

**“EFECTO COMPARATIVO DE ÁCIDO INDOL BUTÍRICO
(AIB) Y TIPOS DE SUSTRATOS EN EL ENRAIZAMIENTO DE
FICUS (*Ficus benjamina* L.) A TRAVÉS DE ACODO AÉREO,
EN EL DISTRITO DE MORALES-SAN MARTÍN”**

PARA OPTAR EL TÍTULO PROFESIONAL DE:

INGENIERO AGRÓNOMO

PRESENTADO POR EL BACHILLER:

CARLOS MAO ARCE GRÁNDEZ

MIEMBROS DEL JURADO

Blog. Dr. Winston Franz Ríos Ruiz
Presidente

Ing. Dr. Jaime Walter Alvarado Ramírez
Secretario

Ing. María Emilia Ruiz Sánchez
Miembro

Ing. Segundo Darío Maldonado Vásquez
Asesor

DEDICATORIA

Con todo cariño, amor y respeto dedico este trabajo de investigación a mis queridos padres Teobaldo Arce Chumbe y Petronila Grández Rengifo, por el apoyo incondicional y la fuerza de voluntad que me brindan para seguir adelante cada día, como persona y futuro profesional.

A mis queridos hermanos Aldo, Weiler, Alejandro, Rodrigo, Alvaro y demás familiares que han estado siempre conmigo en toda circunstancia de mi vida, brindándome su apoyo, ánimos y consejos de seguir adelante, quienes han sido partícipe de mis alegrías y tristezas.

A mis amigos y amigas: Emiliano, Roiber, Javier, Kerlin, Orlando, Harry, Margot, Fiorela, Laura, Tejita y Carla, quienes siempre me estuvieron aconsejando y orientando para llegar a la meta del éxito.

AGRADECIMIENTO

- ❖ A Dios, por su gran amor y por permitir que exista; y a mis padres por sus enseñanzas recibidas y apoyo brindado en todo momento, lo cual hicieron realidad este trabajo de investigación.

- ❖ A mi Alma Mater “Universidad Nacional de San Martín-Tarapoto”, por abrirme las puertas y brindarme el conocimiento necesario y poder ser un gran profesional dispuesto a servir a la sociedad.

- ❖ A la Facultad de Ciencias Agrarias y la Escuela profesional de “Agronomía”, por haberme acogido durante 5 años, llenandome de conocimiento Técnico-Científico y práctico para poderme desarrollar como un gran profesional en la vida.

- ❖ Al Ing. Segundo Darío Maldonado Vásquez, docente de la Facultad de Ciencias Agrarias de la UNSM-T, por el asesoramiento y orientación técnica brindada durante el desarrollo del presente trabajo de investigación.

- ❖ A todos mis profesores de la UNSM-T que día a día con sus consejos y enseñanzas me han permitido crecer en el campo del conocimiento, desarrollo personal y profesional en mi vida.

- ❖ Y a todas las personas que hicieron posible de una u otra manera la culminación del presente trabajo de investigación.

ÍNDICE

	Página
I. INTRODUCCIÓN	01
II. OBJETIVO	03
III. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA	04
3.1. Generalidades de la especie en estudio	04
3.1.1. Origen y distribución	04
3.2. Clasificación taxonómica	05
3.3. Descripción morfológica	05
3.4. Usos	05
3.5. Sistema de propagación	06
3.5.1. Propagación mediante esquejes	06
3.5.2. Propagación mediante acodo aéreo	08
3.5.3. Propagación In Vitro	08
3.6. Importancia de la propagación vegetativa	09
3.7. Bases fisiológicas de la iniciación de raíces adventicias	09
3.8. Efecto de las hojas y yemas sobre el enraizamiento	11
3.9. Efecto del medio de enraizamiento	12
3.10. Efecto de reguladores de crecimiento	13
3.11. Importancia de los sustratos sobre el enraizamiento	17
3.11.1. Gallinaza	17
3.11.2. Estiércol de vacuno (Vacaza)	19
3.11.3. Tierra negra	21
3.11.4. Compost	23

3.11.5. Humus de lombriz	25
IV. MATERIALES Y MÉTODO	29
4.1. Materiales	29
4.1.1. Descripción del área experimental	29
4.1.2. Características climáticas	29
4.1.3. Contenido nutricional de los sustratos y la tierra negra	30
4.2. Metodología	32
4.2.1. Conducción del experimento	32
4.2.2. Variables a evaluadas	34
4.2.3. Diseño Experimental	35
4.2.4. Tratamientos en estudio	36
V. RESULTADOS	37
5.1. Longitud de Raíces	37
5.2. Volumen de Raíces	39
5.3. Número de Raíces	41
5.4. Porcentaje de Raíces	43
VI. DISCUSIONES	45
VII. CONCLUSIONES	55
VIII. RECOMENDACIONES	56
IX. BIBLIOGRAFIA	57
RESUMEN	
SUMMARY	
ANEXOS	

ÍNDICE DE TABLAS

	Pág.
Tabla 1: Composición química de la Gallinaza como fertilizante.....	19
Tabla 2: Composición química del estiércol de Vacaza.....	21
Tabla 3: Composición química del Compost.....	25
Tabla 4: Composición química media analítica del Humus de Lombriz.....	28
Tabla 5: Valores en porcentaje para determinación de la M.O. y sus nutrientes.....	31
Tabla 6: ANVA del experimento.....	35

ÍNDICE DE CUADROS

	Pág.
Cuadro 1: Condiciones climáticas del lugar del experimento.....	30
Cuadro 2: Análisis químico de vacaza, gallinaza, humus de lombriz y compost.....	30
Cuadro 3: Análisis Físico-Químico de la Tierra Negra.....	31
Cuadro 4: Valores determinados según la cantidad de nutrientes encontrados en la tierra negra.....	31
Cuadro 5: Análisis de varianza de la longitud de raíces.....	37
Cuadro 6: Prueba de DUNCAN ($\alpha=0.05$) para la longitud de raíces.....	37
Cuadro 7: Análisis de varianza del volumen de raíces.....	39
Cuadro 8: Prueba de DUNCAN ($\alpha=0.05$) del volumen de raíces.....	39
Cuadro 9: Análisis de varianza del número de raíces.....	41
Cuadro 10: Prueba de DUNCAN ($\alpha=0.05$) del número de raíces.....	41
Cuadro 11: Resultado del análisis de varianza del porcentaje de raíces.....	43
Cuadro 12: Prueba de DUNCAN ($\alpha=0.05$) del porcentaje de raíces.....	43

ÍNDICE DE GRÁFICOS

Pág.

Gráfico 1: Resultado a través de la Prueba de DUNCAN de la longitud de raíces...38

Gráfico 2: Resultado a través de la Prueba de DUNCAN del volumen de raíces....40

Gráfico 3: Resultado a través de la Prueba de DUNCAN del número de raíces.....42

Gráfico 4: Resultado a través de la Prueba de DUNCAN del porcentaje de raíces.44

I. INTRODUCCIÓN

La producción y comercialización de plantas ornamentales ha tenido gran auge en los últimos años; se estiman alrededor de 44 000 millones de dólares (USD) a nivel mundial y se piensa que continúe creciendo. Entre las plantas ornamentales de mayor utilización en la horticultura ornamental se encuentran los ficus, debido a su fácil cultivo y a su gran poder de adaptación.

Esta planta perteneciente a la familia Moraceae, originaria de las regiones tropicales y subtropicales posee entre 700 y 2000 especies en todo el mundo muchas de las cuales son utilizadas como plantas ornamentales; son en general plantas robustas con un sistema radical potente. Soto (2006), menciona que *Ficus benjamina* L. es sin duda uno de los árboles de sombra más notables y elegantes, considerándolo un árbol adecuado para detener el polvo y absorber el calor que generan las calles; además sus hojas tienen la capacidad para neutralizar las fuertes precipitaciones de lluvia. La importancia y el uso en nuestro país no son bien conocidos de manera documental, ya que los trabajos al respecto en esta especie son escasos. Los dueños de viveros mencionan a esta especie como “muy vendida” por proporcionar muy buenas ganancias

La propagación de esta especie se ha realizado por esquejes que no han contribuido al requerimiento poblacional; sin embargo, como resultado del aumento en la demanda para enriquecer el ornato de las ciudades, es de vital importancia buscar alternativas de rápida propagación para su uso, en el embellecimiento de las ciudades. La falta de técnicas que permiten contar con estas especies para su

rápida masificación es encontrar un sistema de rápida multiplicación, a través de la búsqueda del uso de diferentes tipos de sustratos que sirvan de sustento nutricional, para su uso ornamental en las ciudades y generar líneas de importancia económica.

Por tal motivo se realizó el presente trabajo de investigación, en el cual se evaluó el efecto comparativo del ácido indol butírico (AIB) en relación a diferentes tipos de sustratos orgánicos en el enraizamiento de *Ficus benjamina* L. para la propagación vegetativa de ficus.

II. OBJETIVO

- 2.1. Determinar el efecto comparativo del Ácido Indol Butírico (AIB) y tipos de sustratos que mejor funcionan en el enraizamiento de *Ficus benjamina* L. bajo la modalidad de acodo aéreo.

III. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

3.1. Generalidades de la especie en estudio

3.1.1. Origen y distribución

Gruber (2012), menciona que el género *Ficus* contiene alrededor de 900 taxones específicos e infra-específicos aceptados de árboles, arbustos y trepadoras de la familia Moraceae; oriundas de las zonas tropicales y subtropicales. La mayoría son perennes y crece de manera natural en Australia, Filipinas, India, Malasia, Europa y las islas del pacífico.

Burger (2008), menciona que *Ficus Benjamina* L. es una especie de clima cálido y requiere para su desarrollo temperaturas entre 25°C y 34°C, sobreviviendo a temperaturas bajas, siempre y cuando no sean menores a los 4°C.

Humel y Jhonson (2010), indican que esta especie se encuentra entre las más empleadas en la horticultura ornamental, debido probablemente a su adaptabilidad y facilidad de cultivo. Además, presentan un gran valor decorativo por sus hojas y la forma general de la planta que las hace aptas tanto para jardines como para interiores.

3.2. Clasificación taxonómica

Mostacero (2002), menciona que *Ficus benjamina* L. se clasifica de la siguiente manera:

Reino	: Plantae
División	: Magnoliophyta
Clase	: Magnoliopsida
Orden	: Urticales
Familia	: Moraceae
Género	: Ficus
Especie	: benjamina

Nombre Científico: *Ficus benjamina* L.

3.3. Descripción morfológica

Correa (2004), indica que *Ficus benjamina* L. Es un árbol de crecimiento rápido, que llega a alcanzar hasta 30 metros de altura en condiciones naturales, con gráciles ramas péndulas y hojas gruesas de 6-13 cm de largo, ovals con punta acuminada. Es un árbol de copa ancha y frondosa, normalmente con raíces aéreas. Tronco con la corteza gris blanquecina, lisa y ramillas colgantes verdosas. Presentando hojas subdísticas, de consistencia ligeramente coriácea y de ápice redondeado acabado en una punta caudada, de hasta 2.5 cm de longitud y pecíolo de 1-2 cm de largo.

3.4. Usos

Burger (2008), señala que la importancia y el uso de *Ficus Benjamina* L. en nuestro país no son conocidos de manera documental, ya que los trabajos al

respecto en esta especie son escasos. Los dueños de viveros mencionan a esta especie como “muy vendida” ya que les proporciona buenas ganancias. En el Perú y el mundo se le observa en parques, jardines, estacionamientos, plazas, banquetas, camellones y carreteras.

Soto (2006), menciona que *Ficus benjamina* L., se observa en jardines, plazas y carreteras; y se usa como árbol para proporcionar sombra y para el ornato de las ciudades por su gran belleza; además, se le poda para darle forma topiario o se usa en la formación de setos. En interiores se le coloca en cualquier sitio de la casa. Considerándolo un árbol adecuado para detener el polvo, la lluvia y absorber el calor que se genera en las calles.

3.5. Sistema de propagación

Linares (2003), indica que los ficus pueden propagarse por semillas, éste método no es el más apropiado, debido a la escasa duración del poder germinativo ya que las plantas así obtenidas presentan las primeras hojas mucho más pequeñas de lo normal, disminuyendo así su valor comercial. Desde el punto de vista comercial, se llevan a cabo tres métodos de reproducción en ficus:

3.5.1. Propagación mediante esquejes

Rojas y Alarcón (2004), señalan que la propagación por esquejes es un sistema que consiste, en recurrir a la multiplicación de esquejes de tallo con una hoja y yema; realizando el corte de forma que quede un entrenudo completo, eliminando la hoja inferior y dejando solamente la parte superior. En

Ficus elástica L. y *Ficus benjamina* L. a veces se emplea este método, sobre todo en los tipos de hojas variegadas. Los esquejes se introducen verticalmente en un recipiente con agua y se mantienen así una o dos horas para eliminar y secar el látex (savia). Conviene despuntar las plantas madre e incluso aplicar citoquininas para inducir los brotes axilares.

El mejor sustrato para la colocación de los esquejes en bandejas es la arena estéril, ya que posteriormente facilita el repicado sin que las raíces sufran daño. También pueden enraizarse directamente en las macetas de cultivo, como se hace frecuentemente con los tipos trepadores y colgantes; se colocan en cada una varios esquejes de 2-3 nudos con hojas y una vez enraizados bajo túnel o niebla, se disponen en mesas o en pasillos como colgantes. La época más apropiada para la reproducción por esquejes es desde diciembre a marzo, ya que permite aprovechar al máximo el período de mayor luminosidad, pero con calor de fondo.

Gutiérrez (2006), dice que la capacidad y la velocidad de enraizamiento van a estar condicionadas principalmente por el estado nutritivo y sanitario de la planta madre, el estado de endurecimiento de los tallos y si están o no en crecimiento activo. La fertilización de la planta madre debe mantenerse constante y con un equilibrio ligeramente favorable al potasio.

Linares (2003), menciona que generalmente, el enraizamiento se produce a las 4 ó 5 semanas para la mayoría de las especies. También puede recurrirse a la aplicación de hormonas que favorezcan este proceso.

3.5.2. Propagación mediante acodo aéreo

Maldonado (2007), indica que el acodo aéreo, es un método de propagación vegetativa asexual, que se realiza practicando una incisión anular en el tallo, raíces y ramas de las plantas, que puede envolverse con turba neutralizada u otros sustratos con abono y humedad suficiente, y todo ello con una lámina de polietileno de color negro para evitar la pérdida de agua y la alta luminosidad.

Maldonado (2007), menciona que la aclimatación de todo acodo es muy importante cuando se van a separar de la planta madre, los cambios bruscos de luminosidad generalmente perjudican a la planta nueva. Linares (2003), menciona si deben viajar inmediatamente después de ser cortados, la aplicación de benzil-adenina puede resultar beneficiosa, debiendo ensayar esta práctica para cada caso en concreto con concentraciones comprendidas entre 2 y 5 ppm.

3.5.3. Propagación in vitro

Humel y Jhonson (2010), señalan que las plantas obtenidas por este método suelen estar libres de organismos patógenos, ser más compactas y ramifican desde abajo con mayor facilidad. Los esquejes terminales de las plantas madre obtenidas por propagación in vitro, suelen enraizar con mayor facilidad. Así mismo Linares (2003), menciona que esta técnica se ha puesto a punto para varias especies como: *Ficus benjamina*, *Ficus lyrata*, *Ficus elástica* y *Ficus rubiginosa*; especies de gran importancia económica en la ornamentación y medicina.

3.6. Importancia de la propagación vegetativa

Pereira (2003), indica que la importancia de la propagación vegetativa es un medio muy utilizado para producir material vegetal masivamente, incrementando la calidad y productividad de las plantaciones, con altas ganancias genéticas en el menor tiempo posible. Así mismo Mensén (1998), considera un sistema apropiado de propagación, si el enraizamiento está por encima del 70 %. El uso de material juvenil para la propagación vegetativa ha demostrado ser el más eficiente en numerosos estudios realizados por el CATIE.

Pinedo (2013), menciona este método de propagación como uno de los más utilizados a nivel práctico y posee una gran importancia económica. Son múltiples las razones y utilidades que este método de propagación puede presentar al momento de aplicarlo.

Pereira (2003), indica que en la propagación vegetativa se encuentra la mantención de clones a través del tiempo. Esta utilidad particularmente importante en la propagación de árboles frutales, ornamentales y de importancia forestal. La estaca proveniente de tallos tiene la ventaja de su fácil obtención y mayor disponibilidad de material, presentando resultados satisfactorios.

3.7. Bases fisiológicas de la iniciación de raíces adventicias

Pinedo (2013), sostiene que el desarrollo vegetativo está influenciado, entre otros factores, por diversas sustancias de síntesis natural, conocidas como

hormonas, y otras sintéticas denominadas reguladores de crecimiento. Para distinguir entre hormonas vegetales y reguladoras del crecimiento, se puede decir que, todas las hormonas regulan el crecimiento, pero que no todos los reguladores del crecimiento son hormonas. De las fitohormonas (etileno, giberelinas, citoquininas, auxinas e inhibidores del crecimiento, como el ácido abscísico), las auxinas son los que tienen el mayor efecto sobre la formación de raíces.

Cervantes (2011), señala que la formación y el desarrollo de raíces a partir de estacas puede dividirse en cuatro etapas: inducción y diferenciación de un grupo de células meristemáticas (inicio de división celular); aumento de las divisiones celulares para formar los primordios iniciales (aún no determinados); organización de estos grupos en primordios radiculares (cuando hay aproximadamente 1500 células en cada primordio inicial) y crecimiento, diferenciación y emergencia de las nuevas raíces, incluyendo la ruptura de tejidos superficiales para permitir su salida y la conexión vascular con los tejidos vasculares de la estaca.

Pinedo (2013), menciona que los tejidos de los tallos más susceptibles a formar primordios radicales son: epidermis, parénquima cortical, parénquima radial, cambium vascular y parénquima floemático.

Soto (2006), indica que las raíces adventicias suelen originarse a partir de células que se dividen en la proximidad del floema de los vasos conductores, los cuales forman un callo del que se diferencian luego las raíces. Si se

produce una herida en una planta herbácea, las células parenquimáticas próximas a la herida se desdiferencian y vuelven a dividirse para formar un callo cicatricial, el cual corresponde a un conjunto de células parenquimáticas en varios estados de lignificación. En los vegetales leñosos, el callo suele proceder del cambium, aunque también de la corteza y médula. Más tarde empiezan a aparecer en algunas células del callo diferenciaciones que conducen a un nuevo tejido: se forman, por ejemplo, puntos vegetativos caulinares o radicales y se establece la unión con los elementos conductores. Gutiérrez (2006), menciona que el proceso de enraizamiento puede dividirse en cuatro fases: a) diferenciación de las células cercanas al anillo del tejido vascular, frecuentemente en células del parénquima cercana al xilema y floema inmaduro o secundario; b) la formación de células iniciales en las nuevas áreas meristemáticas; c) la organización de las células en los primordios radicales y d) crecimiento y emergencia. Los requerimientos para la iniciación de las raíces están afectados por factores genéticos y estado fisiológico de la planta, mientras que la elongación de las raíces es más sensible a factores ambientales.

3.8. Efecto de las hojas y yemas sobre el enraizamiento

Fanego (2006), menciona que la presencia de hojas ejerce una fuerte acción estimulante sobre la iniciación de raíces a través de la producción de sacarosa, que es uno de los factores que más ayudan al enraizamiento por ser una fuente de carbono. Es probable que el fuerte efecto promotor de inducción de raíces que ejercen las hojas y yemas, se deba a otros factores más directos, dado que las yemas y hojas son poderosos productores de

auxinas y los efectos se observan directamente debajo de ellas, ya que existe un transporte polar, del ápice a la base.

3.9. Efecto del medio de enraizamiento

Gutiérrez (2006), indica que el factor más importante asociado con el medio de enraizamiento es la aireación. Así mismo Nuñez (1997), menciona que la relación entre aire y agua en el medio de enraizamiento juega un papel importante en el éxito de la macro propagación, al influir en la disponibilidad de oxígeno que pueda haber en la base de la estaca, donde las raíces son formadas. Una atmósfera de suelo saturada, particularmente cuando carece de oxígeno, favorece la pudrición; un riego deficiente, y una concentración de oxígeno en el suelo muy alta conduce a la formación de callo en la base de la estaca y, en general, el crecimiento radical lento. Por todo esto, es importante la selección correcta de los medios de enraizamiento.

Esteban y Josso (2006), señalan que el medio de enraizamiento puede afectar el tipo de sistema radical que se originan de las estacas. Las estacas de algunas especies si se hacen enraizar en arena, producen raíces largas, no ramificadas, gruesas y quebradizas, pero cuando enraízan en una mezcla como arena y musgo turboso, o de perlita y musgo turboso, desarrollan raíces bien ramificadas, delgadas y flexibles, de un tipo más apropiado para extraer y volver a plantar. Así mismo Hartmann y Kester (1996), mencionan que el sustrato de propagación debe cumplir tres funciones muy importante para el éxito del proceso: sujetar las estacas, mantener la humedad y permitir el intercambio de gases. Por lo tanto, cualquier material o mezcla de materiales

que se utilice debe permitir una buena retención de agua (sin acumularla excesivamente) y una aireación que permita un contenido de oxígeno adecuado para la respiración de los tejidos sometidos a la producción de nuevas raíces. También debe poseer un buen drenaje y estar libre de microorganismos. Además, debe contener un escaso contenido de materia orgánica, con una densidad aparente baja, para facilitar su mezcla, manipulación, traslado y trasplante.

Cervantes (2011), menciona que el sustrato tiene un efecto importante en el éxito del enraizamiento y debe ser considerado como parte integral de cualquier sistema de propagación. Un buen sustrato combina una buena aireación con alta capacidad de retención de agua, buen drenaje y libre de agentes contaminantes. Así mismo Mesén (1998), menciona que en estudios realizados en el CATIE, han empleado sustratos fáciles de conseguir, generalmente grava fina, arena, aserrín descompuesto y mezclas de estos materiales. La arena fina en general ha dado buenos resultados con la mayoría de las especies.

3.10. Efecto de reguladores de crecimiento

Fanego (2006), señala que el número de compuestos sintéticos cuando son introducidos en la planta con frecuencia producen resultados similares a aquellos causados por las hormonas que ocurren naturalmente. Estos compuestos han sido denominados “Reguladores de Crecimiento Vegetal” o Fitorreguladores y no pueden ser llamadas hormonas.

Mansilla (2004), menciona que las auxinas, ha sido bien documentado el efecto que tienen la misma en promover el desarrollo de raíces adventicias en la base de la estaquillas, por medio de la capacidad de promover la iniciación de primordios radicales y de transportar carbohidratos y cofactores a la base de la estaquillas. Así mismo Cabello (2000), menciona que existe un efecto directo de las auxinas en cuanto a la división celular y la elongación, así como en un aumento en el transporte de carbohidratos y cofactores foliares a la base de la estaquilla, donde se llega a promover el desarrollo y formación del primordio inicial.

Fanego (2006), dice que el transporte de las auxinas se realiza en forma polar, quiere decir que en el tallo se dará en dirección basípeta y en la raíz en dirección acrópeta. El transporte polar ocurre por la diferencia del potencial hídrico del tallo, el cual es positivo en la base y negativo en el ápice; como el IAA es un ácido que resulta ser electronegativo, es repelido por las células apicales y atraído por las basales. El movimiento ocurre normalmente en los tejidos como un todo a través de las células, más bien que usando conductos del xilema y del floema. Presumiblemente el proceso de transporte implique una interacción entre el AIA y la membrana plasmática de las células de las plantas.

Mansilla (2004), indica que la acción auxínica parece ser muy particular y se ejercería fundamentalmente en dos etapas: en la primera, el efecto es de estimulación del crecimiento, pero la duración del efecto estimulante se acorta progresivamente con el aumento de la concentración. Ello termina por

provocar una inhibición que es la que caracteriza la segunda etapa. El agente responsable sería el etileno, cuya síntesis es estimulada cuando la concentración de la auxina aumenta. Así mismo Hartmann y Kester (1996), indican que el propósito de tratar las estacas con reguladores de crecimiento es aumentar el porcentaje de enraizamiento, reducir el tiempo de iniciación de raíces y mejorar la calidad del sistema radical formado.

Soto (2006), mencionan que las auxinas mejoran el transporte y la producción de la sacarosa en las hojas, que es uno de los factores que más ayudan al enraizamiento, por ser una fuente de carbono. Las auxinas pueden ser aplicadas de varias formas, pero en general, los métodos más utilizados son la aplicación en mezclas con talco neutro, la inmersión rápida en soluciones concentradas (quickdip), remojo en soluciones acuosas diluidas y, exclusivamente para fines experimentales, la aplicación con microjeringas. Así mismo Mesén (1998), menciona que la técnica de inmersión rápida consiste en introducir la base de la estaca en una solución concentrada de la auxina por pocos segundos e insertar inmediatamente la estaca en el medio de propagación, si es en solución de alcohol, hay que evaporarlo antes de introducirlo. Así mismo Pinedo (2013) y Cervantes (2011), mencionan que el método de tratamiento con solución concentrada tiene varias ventajas respecto a otros; elimina la necesidad de disponer de equipos para remojar las estacas y después volverlas a manejar para insertarlas en el medio de enraíce. Además, es muy probable que se obtengan resultados más uniformes debido a que las condiciones circundantes no influyen tanto en la absorción de la sustancia por las estacas como en los otros dos métodos.

Soto (2006), dice que otros autores recomiendan el uso de alcoholes diluidos al 50% para no causar daños en el tejido vegetal. Sin embargo, existe el problema de que los ácidos no se disuelvan. Las soluciones deben ser ajustadas para cada especie, dependiendo del grado de lignificación de la estaca y la duración de la inmersión no debe ser prolongada. Así mismo Mansilla (2004), menciona que el AIB es una auxina sintética químicamente similar al AIA que en la mayoría de las especies ha demostrado ser más efectiva que cualquier otra y es actualmente la de mayor uso como sustancia promotora de enraizamiento. Tiene la ventaja de que no es tóxica en un amplio rango de concentraciones, no es degradada fácilmente por la luz o microorganismos y al ser insoluble en agua, permanece por más tiempo en el sitio de aplicación donde puede ejercer un mayor efecto.

Torres (2004), indica que la aplicación de reguladores de crecimiento para el enraizamiento se torna necesaria cuando el balance citocinina/auxina se encuentra muy alto. Por lo tanto es necesario que haya un balance adecuado, especialmente auxinas, giberelinas y citocininas, o sea, un equilibrio entre promotores e inhibidores del proceso de iniciación radicular. La manera más común de promover ese equilibrio es a través de la aplicación exógena de reguladores de crecimiento sintéticos, como el AIA (ácido indolacético), AIB (ácido indol butírico), o ANA (ácido naftalenacético), que pueden elevar el contenido de auxina en el tejido y proporcionar mayor porcentaje, velocidad, calidad y uniformidad de enraizamiento. Así mismo Mesen (1998), menciona que las plantas poseen varios mecanismos que reducen o anulan la

efectividad del AIA, conjugándolos con otros compuestos o destruyéndolo, lo cual no sucede con el AIB o el ANA.

Soto (2006), menciona que dentro del rango normal de concentración de AIB utilizadas para la mayoría de las especies es de 0.1-0.2 %, las concentraciones mayores también tienen un efecto positivo al inhibir el crecimiento de las yemas en las estacas durante las primeras semanas en el propagador, al inducir el transporte de asimilados hacia la base de la estaca y permitir el desarrollo de raíces sin competencia con un brote en crecimiento. Una vez que se forman las raíces, la recuperación del balance hídrico y las reacciones fotosintéticas en la planta restauran el balance de crecimiento entre el brote y las raíces. Si no se aplican auxinas, el brote podría empezar a desarrollarse en la estaca antes de la formación de las raíces. Esto crea un punto de atracción de asimilados hacia los brotes, en competencia con la base de la estaca, lo cual reduce el enraizamiento.

3.11. Importancia de los sustratos sobre el enraizamiento

3.11.1. Gallinaza

Mullo (2012), señala que la gallinaza es un residuo, pero es considerado también como un producto valioso por sus posibles aplicaciones. Con la transformación de la gallinaza por medio de diferentes tratamientos se generan una alternativa para darle valor agregado a un residuo orgánico abundante y mitigar el impacto ambiental que este puede ocasionar cuando no se procesa, debido a una mala utilización o disposición. Así mismo Castellanos (1992), menciona que el estiércol de las gallinas ponedoras, se

puede utilizar como abono orgánico. Resulta ser una opción atractiva debido a su bajo costo y a los beneficios que presenta por su riqueza en elementos químicos útiles para las plantas. Los nutrientes que se encuentran en la gallinaza se deben a que las gallinas solo asimilan entre el 30 % y 40 % de los nutrientes con las que se les alimenta, lo que hace que en su estiércol se encuentren el restante 60 % a 70 % no asimilado.

Yucailla (2008), concluye que la gallinaza se utiliza tradicionalmente como abono, su composición depende principalmente de la dieta y del sistema de alojamiento de las aves. La gallinaza obtenida de explotaciones en piso, se compone de una mezcla de deyecciones y de un material absorbente que puede ser viruta, pasto seco, cascarilla entre otros y este material se conoce con el nombre de cama, esta mezcla permanece en el galpón durante todo el ciclo productivo. La gallinaza obtenida de las explotaciones de jaula, resulta de las deyecciones, pluma, residuos de alimentos y huevos rotos, que caen al piso y se mezclan. Este tipo de gallinaza tiene un alto contenido de humedad y altos niveles de nitrógeno, que se volatilizan rápidamente, creando fuertes olores. Para solucionar este problema es necesario someter la gallinaza a secado, que además facilita su manejo. Al ser deshidratada, se produce un proceso de fermentación aeróbica que genera nitrógeno orgánico, siendo mucho más estable. La actividad bacteriana va disminuyendo en función de la descomposición y por tanto la temperatura también lo hace. Debido a que la disponibilidad de alimento va siendo cada vez menor. Esta etapa se desarrolla en aproximadamente 5 meses. Es necesario una adecuada aireación para que el proceso se produzca en condiciones aerobias (en presencia de

oxígeno), así como una humedad en torno al 50 % que permita la vida de los descomponedores. Así mismo Grandez (2004), menciona que los elementos químicos importantes que se encuentran en la gallinaza son el fósforo y el potasio. El fósforo es vital para el metabolismo, y el potasio participa en el equilibrio y absorción del agua y la función osmótica de la célula. Así mismo Castellanos (1992), menciona que la gallinaza se puede usar tanto en horticultura como en cultivos extensivos, sin embargo una de las limitantes para su utilización en el cultivo extensivo es su costo, ya que se necesita gran cantidad para aquellos rubros de mayor rentabilidad (soja, maíz, trigo, algodón).

Tabla 1: Composición química de la gallinaza como fertilizante

Composición	(%)
Materia seca	83.1
Materia orgánica	58
Nitrógeno	4
Fosforo	2.6
Potasio	2.3
Calcio	9.5
Magnesio	0.8
Sodio	0.3

Fuente: Castellanos (1992).

3.11.2. Estiércol de ganado vacuno (Vacaza)

Salazar (2010), menciona que el uso del estiércol animal como abono orgánico, con la finalidad de acondicionar el suelo, mejora su contenido de

humus y estructura, estimulando la vida micro y meso biológica del suelo. Al mismo tiempo se fertiliza el suelo con micro y macro nutrientes. Estos nutrientes se liberan paulatinamente. El estiércol de ganado vacuno libera aproximadamente la mitad de sus nutrientes en 4 meses. El contenido de nutrientes en el estiércol varía dependiendo de la case de animal y su dieta. El estiércol del ganado vacuno y de aves es la clase más utilizada para mejorar la fertilidad del suelo.

Así mismo Lexus (1997), señala que la vacaza es el abono orgánico más importante y el que se produce en mayor cantidad en las explotaciones rurales. Conviene a todas las plantas y a todos los suelos, da consistencia a la tierra arenosa y móvil, ligereza al terreno gredoso y refresca los suelos cálidos, calizos y margosos. De todos los estiércoles es el que obra más largo tiempo y con más uniformidad. La duración de su fuerza depende principalmente del género de alimento dado al ganado que lo produce. El mejor estiércol de vacuno es alto en nitrógeno, pero también contiene fósforo y potasio. Estos nutrientes, junto con la mayor parte del estiércol orgánico, enriquecen y aligera el suelo.

Tabla 2: Composición química del estiércol de vacaza (como porcentaje de la materia seca).

Nutriente	(%)
Materia orgánica	48.9
Nitrógeno total	1.27
Fósforo asimilable	0.81
Potasio	0.84
Calcio	2.03
Magnesio	0.51

Fuente: Lexus (1997).

3.11.3. Tierra negra

Rengifo (2007), menciona que la tierra negra es el término para describir la tierra rica y oscura que usualmente resulta del estiércol en descomposición o abono. Provee nutrientes y aporta a la textura del suelo, mejorando la retención de agua, la aireación y el drenaje. Así mismo Zavaleta (1992), menciona que la tierra negra es un tipo de suelo rico en humus (del 3 al 13 %), además de serlo en potasio, fósforo y micro elementos. Es uno de los más fértiles para la agricultura, puesto que no requiere fertilizantes. Tiene una profundidad media relativamente importante, de 1 m aproximadamente que alcanza los 6 m en algunas regiones.

Moncada (2004), señala que la tierra negra puede ocurrir naturalmente en sitios vírgenes, bajo los árboles en un área boscosa, donde el material orgánico muerto está en descomposición continua y añadiendo materia

orgánica al suelo existente. El suelo que se deja sin tocar durante un año, o que ha crecido cubriendo un cultivo, se puede recoger para incorporar a la materia orgánica del suelo. Este proceso enriquece el suelo y crea tierra negra.

- **Características**

Contiene material orgánico de plantas que se ha descompuesto en partículas pequeñas. Estos trozos de materia orgánica mejoran la textura del suelo permitiéndole retener agua y proveer una buena circulación de aire, necesaria para el crecimiento de las raíces. El suelo se vuelve rico en nutrientes, en la medida en que los microbios descomponen la materia vegetal en unidades utilizables.

- **Función**

Enriquece la textura del suelo descomponiendo los suelos arcillosos y permitiendo que el agua drene, y añaden propiedades de retención de agua a los suelos arenosos. Los trozos de materia orgánica crean bolsillos de aire en el suelo que incrementan la circulación de aire necesaria para la formación de las raíces.

- **Beneficios**

El incremento en la cantidad de nutrientes y la textura mejorada del suelo fomentan el crecimiento saludable de raíces, con la disminución del riesgo de lavado y erosión. La tierra negra está llena de microorganismos que mejoran la salud de las plantas y las hacen más resistentes a las plagas y

enfermedades. También incrementa la capacidad de retener agua en el suelo, disminuyendo la necesidad de riego durante la temporada seca.

Erickson (2003), concluye que físicamente se puede obtener tierra negra de la primera capa del suelo; se llama a esta porción del mismo "horizonte A". La composición del mismo es variable según las condiciones y geografía de la zona.

En cuanto a su aspecto, puede reconocerse por su color generalmente oscuro, producto de su composición formada por materia orgánica bien descompuesta, factor conocido como "humus", vale decir una rica composición de materia orgánica ideal para plantas ávidas de nutrientes y vigor.

3.11.4. Compost

Copaja (2013), señala que el compost es el resultado de un proceso biológico controlado que asegura la fermentación y descomposición en presencia de aire de los residuos orgánicos, obteniendo un producto final más o menos estable, higiénico, de aspecto parecido a la tierra y rico en nutrientes minerales para las plantas.

Así mismo Rengifo (2007), menciona al compost como un producto intermedio entre la materia orgánica y el humus. Siendo las bacterias y los hongos los que llevan a cabo la fermentación y descomposición de la materia orgánica, aunque también intervienen notablemente los insectos y las lombrices. La

humedad debe de ser entre el 40 % y el 60 %, el compost joven se realiza entre dos y tres meses. En ese momento es fácil observar la presencia abundante de lombrices, aunque la descomposición es incompleta. El compost maduro tarda de tres meses a un año, donde la presencia de lombrices es escasa y su estructura es granular de un color oscuro. Así mismo INTEC (1999), menciona que el compost es un abono orgánico 100 % natural, de color café oscuro, rico en nutrientes. Se usa como tierra y abono para las plantas. Es el resultado de la degradación controlada de materia orgánica, como restos vegetales de jardín y de cocina, o el guano de animales vegetarianos, como el caballo, la vaca, las gallinas, etc. del cual se obtiene una tierra rica en nutrientes luego de su descomposición.

Ecoamérica (2001), menciona que el compost se forma de desechos orgánicos como: restos de comida, frutas y verduras, aserrín, cáscaras de huevo, restos de café, trozos de madera, poda de jardín (ramas, césped, hojas, raíces, pétalos, etc), donde la materia orgánica se descompone por vía aeróbica o por vía anaeróbica.

- **Compost como sustrato**

Peña (2011), dice que el compost es el reciclaje de la fracción orgánica de la basura, para el aprovechamiento de sus componentes, con el objetivo de volver a incorporarlos a su ciclo natural a través del producto final de este proceso; el compost puede ser utilizado como nutriente y estabilizante del suelo ya que ayuda a remediar la carencia de materia orgánica de éstos y contribuye físicamente a su fijación.

Ecoamérica (2001), menciona que el compost es un proceso natural de descomposición de restos vegetales y orgánicos a través de procesos fermentativos mediante microorganismos que actúan sobre la materia orgánica degradándola a algo parecido a arena de una tonalidad muy oscura que contiene todos los nutrientes de los restos vegetales descompuestos. Otro de los beneficios es que al provenir de materia vegetal es un sustrato fibroso y por lo tanto no compacto lo cual es muy positivo al permitir el aporte gaseoso del exterior a las raíces, tanto de dióxido de carbono (CO₂) como, en especial, de Oxígeno (O₂).

Tabla 3: Composición química media del Compost

Composición	%
Materia orgánica	65-70
Nitrógeno	1.5-2
Fósforo	2-2.5
Potasio	1-1.5
Relación C/N	10-11
Calcio	2-8

Fuente: INTEC (1999).

3.11.5. Humus de lombriz

Rengifo (2007), menciona que el Humus de lombriz es el producto final de la acumulación de materia orgánica, como restos de huerta y estiércoles, para su posterior tratamiento con lombrices, las que han de procesarlo a través de

su tubo digestivo, cooperando en la globalidad del proceso infinidad de microorganismos. Por su capacidad de reciclar todo tipo de residuo orgánico, se considera a la lombriz como el animal ecológico por excelencia. Este producto orgánico de textura granulosa, húmedo, que no fermenta ni presenta olor, no presenta adulteraciones de ningún tipo ni mezclas con otros abonos no orgánicos. Tiene un poder fertilizante 30 veces más que cualquier abono orgánico y de origen químico. Se emplea en horticultura, floricultura y agricultura con el objetivo de devolver los nutrientes necesarios a la tierra para mantener una producción de manera eficaz y eficiente.

Peña (2011), concluye que el mejor abono para la agricultura es el humus de lombriz, sin embargo no todo el humus que producen los lombricultores son de buena calidad. Para que se produzca el humus, no se debe cosechar antes de los 12 meses, cuando esto ocurre no se cosecha un abono completo. Los desperdicios orgánicos al ser ingeridos por las lombrices, se transforman y se convierten en sustancias asimilables por las raíces de las plantas; cuando el estiércol de lombriz se cosecha a los 3-4 meses simplemente, todavía le falta el reciclaje que las propias lombrices le aplican a ese estiércol generado por ellas y otras cualidades que adquiere, a través del tiempo. Las lombrices al nacer y hasta que adquieran cierta edad, se alimentan ingiriendo el estiércol depositado por las lombrices adultas. Ese estiércol reciclado recibe en el intestino de las lombrices, transformaciones que al cabo de un tiempo al ser aplicado en el terreno, de inmediato es asimilado por el sistema radicular de las plantas.

Copaja (2013), señala que el humus de lombriz, es un abono orgánico, natural, sin elementos químicos de síntesis, muy rico en macro y micro nutrientes, que procedente de la preparación de los detritus fito- aprovechables de la lombriz roja, constituye una perfecta y completa alternativa en la fertilización de los cultivos en general y ecológicos. Su alto contenido en ácidos húmicos y fúlvicos, lo convierte en un eficaz colaborador en las funciones fito-reguladoras del crecimiento vegetativo, con resultados funcionales de superior rendimiento. Así mismo Rengifo (2007), menciona que este producto orgánico y natural, es totalmente inodoro, y puede ser dosificado en exceso sin ningún tipo de perjuicio para el cultivo. Es idóneo para la fertilización en viveros y reproductores de especies vegetales delicadas, que obtienen un horizonte nutritivo de amplio espectro.

Peña (2011), menciona que el humus de lombriz es un producto 100 % natural. Se produce comercialmente mediante lombrices rojas californianas.

Tiene grandes beneficios para el suelo y la planta:

- ✓ Mejora las características estructurales del suelo, desligando los arcillosos y agregando los arenosos.
- ✓ Aumenta la porosidad de los suelos aumentando la aireación.
- ✓ Aumenta la retención de agua.
- ✓ Produce hormonas que estimulan el crecimiento y funciones vitales de las plantas.
- ✓ Aumenta la resistencia de las plantas a los patógenos.
- ✓ Aumenta la capacidad de intercambio catiónico (CIC)

Tabla 4: Composición química de los valores Analíticos del
Humus de Lombriz:

Composición	(%)
Materia orgánica	6.0
Nitrógeno	3.35
Fosforo	1.5
Potasio	1.5
Relación C/N	13.0
Ácido fúlvicos	3.0
Ácido húmicos	7.0
Magnesio	0.5

Fuente: Rengifo (2007).

IV. MATERIALES Y MÉTODO

4.1. Materiales

4.1.1. Descripción del área experimental

a) Ubicación del terreno

El presente trabajo de investigación se realizó en el jardín de las instalaciones de la Facultad de Ciencias Agrarias, en la ciudad Universitaria de la UNSM-T, ubicado en el distrito de Morales de la ciudad de Tarapoto.

b) Ubicación política

- Distrito : Morales
- Provincia : San Martín
- Región : San Martín

c) Ubicación geográfica

- Longitud Oeste : 76° 21'
- Latitud Sur : 6° 29'
- Altitud : 350 m.s.n.m

4.1.2. Características climáticas

Según el sistema de clasificación de Holdridge (1984). La zona de vida está ubicada dentro de Bosque Seco Tropical (bs-T).

Cuadro 1: Condiciones climáticas del lugar del experimento

Meses	Temperatura mínima °C	Temperatura media °C	Temperatura máxima °C	Precipitación (mm)
Mayo	21.73	26.62	31.51	202.60
Junio	21.29	26.45	31.61	92.10
Julio	21.60	26.80	32.00	90.50
Agosto	19.85	25.45	31.05	65.60

Fuente: SENAMHI-Tarapoto (2014).

4.1.3. Contenido nutricional de los sustratos y la tierra negra

El contenido nutricional que presentó los diferentes sustratos utilizados en el trabajo de investigación se detallan en el cuadro 2 y 3 mediante un análisis Físico y Químico realizado en el Laboratorio de Suelos, Aguas y Foliares-Facultad de Ciencias Agrarias de la Universidad Nacional de San Martín-Tarapoto.

Cuadro 2: Análisis Químico de Vacaza, Gallinaza, Humus de Lombriz y Compost

Muestra	pH	C.E (mS/cm)	% M.O	% N Total	Elementos Disponibles (mg/kg) ppm				
					P	K	Ca	Mg	Na
Vacaza	6.75	0.596	28.4	1.42	123.45	499.73	3583.00	2153.45	981.21
Gallinaza	6.32	0.772	58	3.21	141.09	539.22	3170.70	2032.45	1102.21
Humus de Lombriz	8.34	0.765	35.84	2.45	120.36	537.08	3470.67	1800.65	1987.21
Compost	7.21	0.467	37.21	1.8605	211.23	678.43	4567.43	2456.32	2034.23

Fuente: Laboratorio de suelos de la UNSM-T 2014.

- ✓ Si el P, K, Ca, Mg, Na ; se quiere transformar a unidades de %, se multiplica por el factor 0.0001

Tabla 5: Valores en Porcentaje para determinación de la M.O y sus Nutrientes.

% M.O	%N	%K	%P	% Ca	% Mg	% Na	Escala
0-20	0-1.5	0-1.5	0-1	0-5	0-0.5	0-0.25	Bajo
20-60	1.5-4	1.5-3	0-3	5-10.	0.5- 1.5	0.25-0.75	Medio
> 60	> 4	> 3	> 3	> 10	> 1.5	> 1	Alto

Fuente: Laboratorio de suelos de la UNSM-T 2014.

Cuadro 3: Análisis Físico-Químico de la Tierra Negra

M	Análisis Físico				Elementos Disponibles						CIC	Análisis Químico meq/100g					
	Textura			Clase Textural	pH	C.E. (μS)	% M.O.	% N	P (ppm)	K (ppm)		Ca ⁺⁺	Mg ⁺⁺	Na ⁺	K ⁺	Al	Al+H
	% Are	% Arc	% Lim														
LA	40.8	33.6	25.6	Franco arcilloso	5.08	67	3.44	0.157	66	232.8	6.26	3.78	0.34	0.09	0.59	0.20	0.45

Fuente: Laboratorio de suelos de la UNSM-T 2014.

Cuadro 4: Valores determinados según la cantidad de nutrientes encontrados en la tierra negra

pH	C.E. (μS)	% M.O.	% N	P (ppm)	K (ppm)	Ca ⁺⁺	Mg ⁺⁺	Na ⁺	Al	Al +H
5.08	67	3.44	0.157	66	232.82	3.78	0.34	0.0900	0.20	0.450
Moderadamente ácido	No hay problema de sales	Medio	Normal	Alto	Medio	Alto	Muy bajo	Muy bajo	Medio	Normal

Fuente: Laboratorio de suelos de la UNSM-T 2014.

4.2. Metodología

4.2.1. Conducción del experimento

a) Descripción del área de trabajo

El presente trabajo de investigación cuenta con un área total de 375 m²; 25 m de largo por 15 m de ancho; en la cual se encuentran ubicados 3 árboles de la especie *Ficus benjamina* L. a una distancia de 7 m entre cada árbol, cada uno de estos representó a un bloque.

b) Tipos de sustratos utilizados

Los sustratos utilizados para el enraizamiento de *Ficus benjamina* L., son: Tierra negra, Vacaza, Gallinaza, Compost, Humus de Lombriz y arena lavada; estos sustratos se han obtenido de la zona, de distintos lugares de procedencia, como de empresas e instituciones que lo producen. En el experimento se utilizó la cantidad de 300 g de sustrato bien descompuesto por cada unidad experimental a enraizar.

c) Preparación de la solución de Ácido Indol Butírico (AIB)

En el trabajo de investigación se utilizó una solución de AIB a una concentración de 0.8 %. Para preparar esta concentración se disolvió 0.8 g de AIB en polvo, enraizado a 100 ml de alcohol puro (96 %); esta solución auxínica (AIB) a una concentración del 0.8 % se aplicó en el corte realizado solo a la unidad experimental respectivo a enraizar.

d) Características del material vegetativo a propagar

La especie vegetativa a propagar, *Ficus benjamina* L. cuenta con una edad de 5 años de plantación. En cada árbol (bloque) se realizó la selección al azar de 6 ramas en la parte media de la copa del árbol. Cada rama presentó una longitud de 1.20 m; medida de la parte superior (ápice de la rama) hacia la parte inferior de la rama (base para el enraizamiento); siendo el diámetro de la base de la unidad experimental de 1.5 a 2 cm aproximadamente.

e) Instalación del trabajo de investigación

En esta etapa, se efectuó la limpieza y la desinfección de cada unidad experimental seleccionada al azar; realizando un corte en forma de anillo de un espesor de 0.5 cm alrededor de la base de todas las unidades experimentales, hasta penetrar a la parte más dura, siendo el corte solamente de la corteza.

Luego se procedió al amarre de un plástico transparente conteniendo el sustrato húmedo respectivo por cada unidad experimental, quedando el corte en la parte media del acodo formado. Una vez formado los acodos se procedió a cubrirlos con plástico negro para facilitar e inducir el enraizamiento, dado a que las raíces poseen fototropismo negativo.

Finalmente se verificó cada 15 días si la humedad era la correcta, y el tiempo que se dejó para el proceso de enraizamiento fue de 45 días.

En el caso del tratamiento hormonal, se realizó la aplicación de 0.2 ml de AIB en el corte realizado a la unidad experimental respectiva; utilizando una gotero de 0.25 ml, esta aplicación requiere de una evaporación inmediata del alcohol con una corriente de aire puro; luego se realizó el amarre de un plástico transparente en forma de una pequeña bolsa agregando arena media lavada y húmeda. Cabe mencionar el corte siempre quedará en la parte media del acodo formado y finalmente el amarre en la parte superior.

4.2.2. Variables evaluadas

- **Longitud de raíces (cm)**

Se evaluó en 10 raíces cogidas al azar del total de raíces formadas en cada tratamiento; para sacar un promedio representativo. Se consideró una raíz formada aquella que al menos presentaba una longitud de 0.5 cm.

- **Volumen de raíces**

Esta evaluación se realizó sumergiendo todas las raíces formadas de cada tratamiento, en una probeta graduada de 100 ml, conteniendo 80 ml de agua, y el volumen de agua desplazado sirvió para medir la equivalencia del volumen de la raíz que se ha formado por cada tratamiento.

- **Número de raíces**

Esta evaluación se realizó contando todas las raíces formadas en cada tratamiento. Se consideró una raíz formada, aquellas raíces que presentaron más de 0.5 cm de longitud.

- **Porcentaje de raíces (%)**

El porcentaje de raíces se obtuvo en función al número de raíces encontradas, mediante la suma total de cada tratamiento por bloque en las tres repeticiones.

4.2.3. Diseño Experimental

Se utilizó un Diseño de Bloques Completamente al Azar (DBCA), con 6 tratamientos y 3 bloques, según se especifica a continuación. Las fuentes de variación para el análisis estadístico son:

Tabla 6: ANVA del experimento

Fuente de Variabilidad	G.L.
BLOQUES	$(r-1) = 2$
TRATAMIENTOS	$(t-1) = 5$
ERROR EXPERIMENTAL	$(r-1)(t-1) = 10$
TOTAL	$(r*t-1) = 17$

Modelo Matemático

Cada observación del experimento es expresada mediante una ecuación lineal en los parámetros, el conjunto conforma el modelo para el diseño de bloques completos al azar:

- $\mu + \tau_i + \beta_j + \epsilon_{ij} = Y_{ij} \quad i=1,2,\dots,t$
- $j=1,2,\dots,r$
- μ = Parámetro, efecto medio.
- τ_i = Parámetro, efecto del tratamiento I.
- β_j = Parámetro, efecto del bloque j.

- ϵ_{ij} = valor aleatorio, error experimental de la u.e. i,j.
- Y_{ij} = Observación en la unidad experimental.

4.2.4. Tratamientos en estudio

- T1= Tierra negra
- T2= Compost
- T3= Humus de lombriz
- T4= Vacaza
- T5= Arena lavada más Ácido Indol Butírico (AIB)-(Testigo)
- T6= Gallinaza

Estos tratamientos han sido sometidos a un análisis de variancia y prueba de rangos múltiples de Duncan ($p \leq 0,05$) para determinar la naturaleza de las diferencias entre tratamientos.

V. RESULTADOS

5.1. Longitud de raíces

Cuadro 5: Análisis de varianza de la longitud de raíces de *Ficus benjamina* L. evaluado a los 45 días.

F.V	GL	SC	CM	Fc	p-valor	Significancia
Bloque	2	0.07	0.03	0.23	0.7704	NS
Tratamiento	5	54.42	10.88	83.69	0.0001	**
Error	10	1.27	0.13			
Total	17	55.76				

N.S: No Significativo * : Significativo ** : Altamente Significativo
C.V = 4.94 % R² = 98.00 % □ = 7.19

Cuadro 6: Prueba de DUNCAN ($\alpha=0.05$) para la longitud de raíces de *Ficus benjamina* L. de los diferentes tratamientos; evaluado a los 45 días.

Tratamiento	Promedio	Significación
T1	9.87	a
T5	8	b
T3	7.67	b
T2	6.83	c
T6	6.73	c
T4	4.07	d

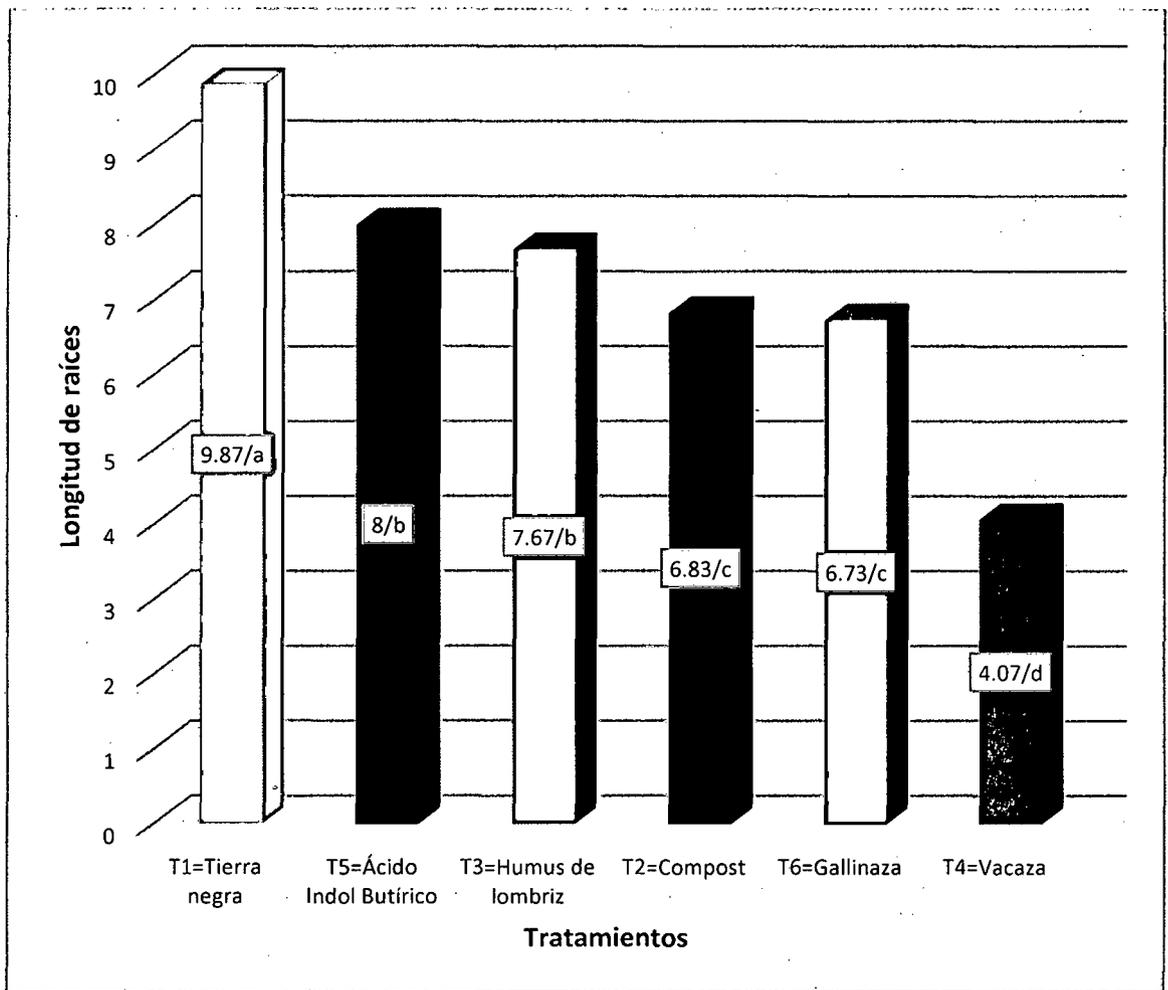


Gráfico 1: Resultado a través de la Prueba de DUNCAN de la longitud de raíces de *Ficus benjamina* L., en los diferentes tratamientos, evaluado a los 45 días.

5.2. Volumen de raíces

Cuadro 7: Análisis de varianza del volumen de raíces de *Ficus benjamina* L. evaluado a los 45 días.

F.V	GL	SC	CM	Fc	p-valor	Significancia
Bloque	2	1.00	0.50	3.00	0.0954	NS
Tratamiento	5	189.33	37.87	227.20	0.0001	**
Error	10	1.67	0.17			
Total	17	192.00				

N.S: No Significativo * : Significativo ** : Altamente Significativo
 C.V = 4.08 % R² = 99.00 % □ = 10.00

Cuadro 8: Prueba de DUNCAN ($\alpha=0.05$) del volumen de raíces de *Ficus benjamina* L. de los diferentes tratamientos; evaluado a los 45 días.

Tratamiento	Promedio	Significación
T1	14.33	a
T6	12.33	ab
T2	11.67	ab
T5	10	bc
T3	6.67	cd
T4	5	d

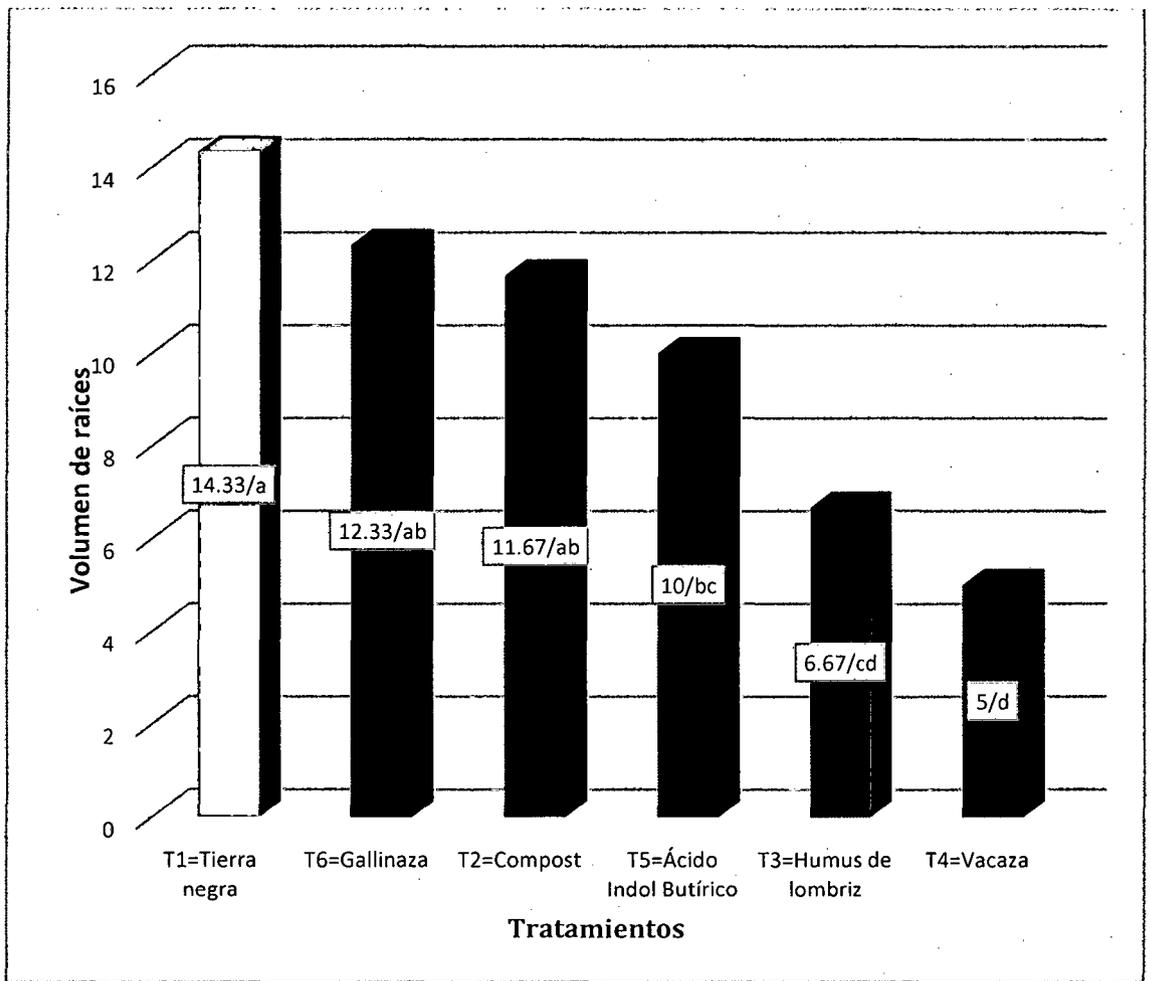


Gráfico 2: Resultado a través de la Prueba de DUNCAN del volumen de raíces de *Ficus benjamina* L. en los diferentes tratamientos, evaluado a los 45 días.

5.3. Número de raíces

Cuadro 9: Análisis de varianza del número de raíces de *Ficus benjamina* L. evaluado a los 45 días. Datos transformados (\sqrt{x}).

F.V	GL	SC	CM	Fc	p-valor	Significancia
Bloque	2	0.31	0.16	0.84	0.4606	NS
Tratamiento	5	96.44	19.29	104.30	0.0001	**
Error	10	1.85	0.18			
Total	17	98.60				

N.S: No Significativo * : Significativo ** : Altamente Significativo
C.V = 3.90 % R² = 98.00 % □ = 11.01

Cuadro 10: Prueba de DUNCAN ($\alpha=0.05$) del número de raíces de *Ficus benjamina* L. de los diferentes tratamientos; evaluado a los 45 días.

Tratamiento	Promedio	Significación
T1	14.35	a
T6	12.22	b
T2	11.92	b
T5	11.75	b
T3	8.04	c
T4	7.96	c

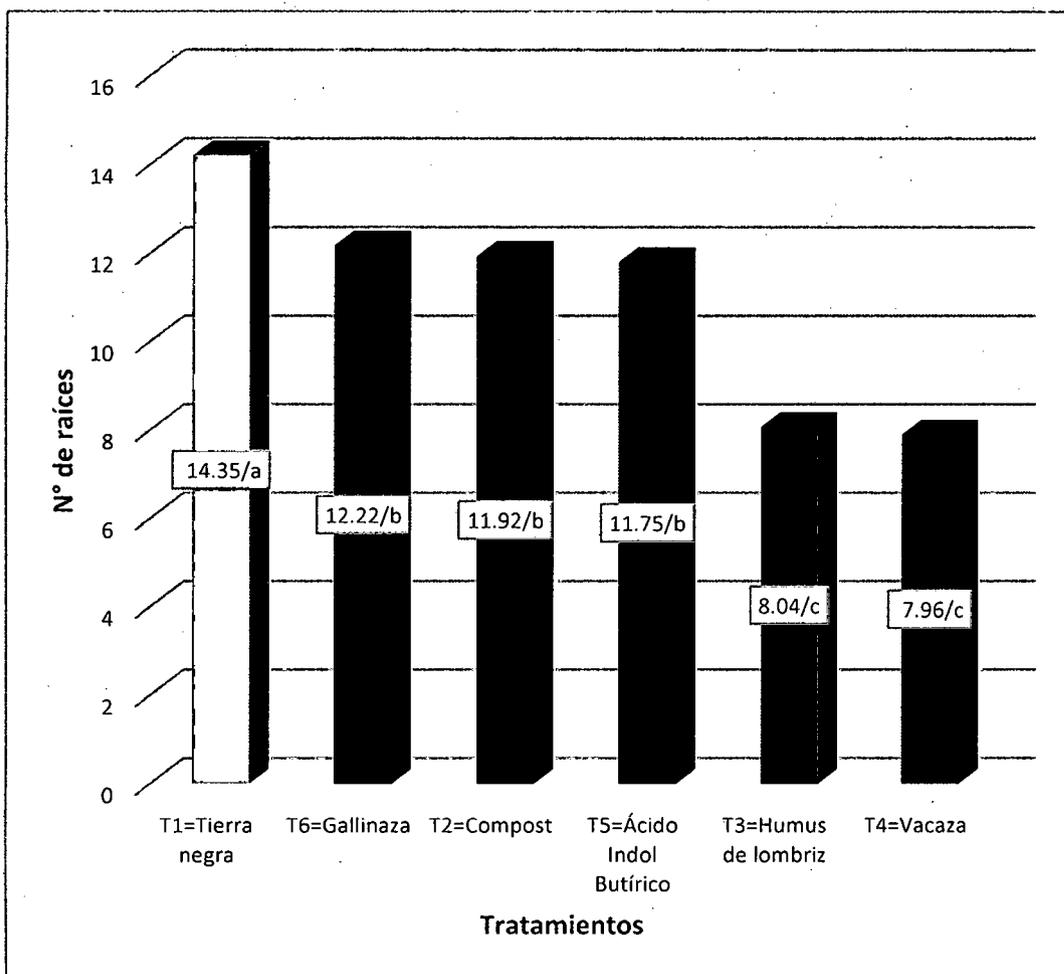


Gráfico 3: Resultado a través de la Prueba de DUNCAN del número de raíces de *Ficus benjamina* L. en los diferentes tratamientos, evaluado a los 45 días.

5.4. Porcentaje de raíces

Cuadro 11: Resultado del análisis de varianza del porcentaje de raíces *Ficus benjamina* L. evaluado a los 45 días. Datos transformados arcsen ($\sqrt{\%}$).

F.V	GL	SC	CM	Fc	p-valor	Significancia
Bloque	2	0.60	0.30	0.09	0.92	NS
Tratamiento	5	479.09	95.82	27.85	0.0001	**
Error	10	34.38	3.44			
Total	17	514.07				

N.S: No Significativo * : Significativo ** : Altamente Significativo
C.V = 4.87 % R² = 97.00 % □ = 23.54

Cuadro 12: Prueba de DUNCAN ($\alpha=0.05$) del porcentaje de raíces de *Ficus benjamina* L. de los diferentes tratamientos; evaluado a los 45 días.

Tratamiento	Promedio	Significación
T1	30.89	a
T6	26.32	b
T2	25.26	b
T5	25.25	b
T3	17.06	c
T4	16.46	c

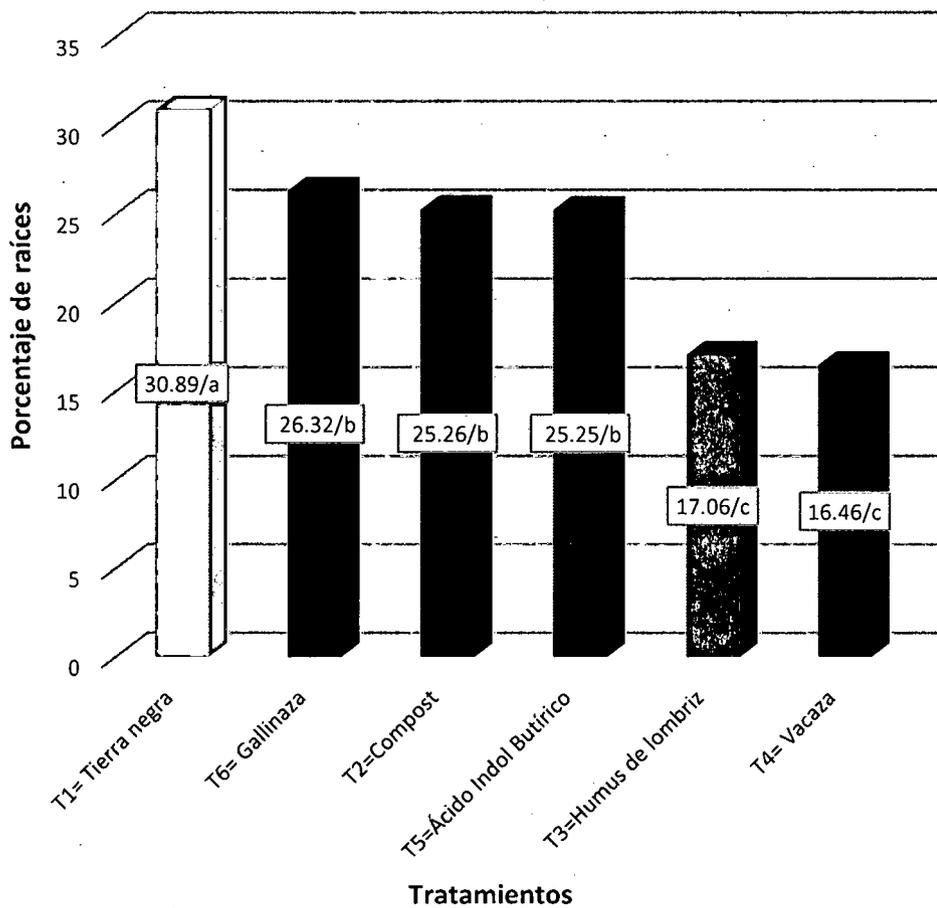


Gráfico 4: Resultado a través de la Prueba de DUNCAN del porcentaje de raíces de *Ficus benjamina* L. en los diferentes tratamientos, evaluado a los 45 días.



VI. DISCUSIONES

6.1. Longitud de raíces

En el cuadro 5 el análisis de varianza para longitud de raíz, nos indica que existen diferencias estadísticas altamente significativas para los tratamientos. Así mismo se observa que no existe diferencia significativa entre los bloques.

Por otro lado, esta variable reportó un coeficiente de determinación (R^2) de 98.00 % mostrando que existe un grado de relación y correlación entre los tratamientos estudiados (longitud de raíz), y un coeficiente de variabilidad (CV) de 4.94 % para trabajos de investigación en campo, corroborado por Calzada (1982).

La prueba de Duncan (Cuadro 6) para Longitud de Raíces mostró diferencias estadísticas entre los tratamientos; alcanzando la mayor longitud de raíz el T1 (Tierra negra) con un promedio de 9.87 cm, seguido del T5 (Ácido Indol Butírico) y el T3 (Humus de lombriz) que estadísticamente son iguales y presentan una longitud promedio de raíz de 8.00 cm y 7.67 cm respectivamente, también se encontró que el T2 (Compost) y T6 (Gallinaza) estadísticamente son iguales y presentan una longitud promedio de raíz de 6.83 cm y 6.73 cm respectivamente, frente al T4 (Vacaza) que es el tratamiento que obtuvo la menor longitud promedio de raíces con 4.07 cm.

Estos resultados obtenidos entre los tratamientos se dan, debido que en la zona intermedia de toda rama encontramos tejido meristemático juvenil que contienen mayor concentración de promotores hormonales de enraizamiento

y depende de muchos factores como el estado, edad y la disponibilidad de nutrientes absorbidas por las raíces para obtener una mayor longitud, lo que corrobora lo obtenido en el presente experimento Cameron (1968) citado por Henriquez (2004), que afirma que la iniciación de raíces y el crecimiento radicular son procesos morfogénéticos separados y posiblemente cada uno requiere diferentes condiciones para formar raíces.

Es notoria la respuesta a la producción de raíces en función a la composición de nutrientes, porosidad, aireación y oxigenación que presentan los diferentes sustratos utilizados, así como se muestra en el T1 (Tierra negra) con una composición edáfica diferentes a los demás tratamientos; traduciéndose que la nutrición mineral y la textura fueron factores importantes para el enraizamiento; en la tierra negra (Laboratorio de Suelos, Agua y Foliares de la FCA/UNSM-T, 2014), lo que facilito mayor oxigenación y retención de agua para el proceso de respiración y asimilación de nutrientes para la fase del crecimiento de las raíces. Según Leakey y Mesén (1991) encontraron que un suelo con buena textura en términos generales siempre da resultados más satisfactorios para el enraizamiento. Cabe destacar que el balance entre los nutrientes no han sido los mismos según el análisis físico y Químico en cada sustrato; por mostrar diferencias en su composición mineralógica tal como se muestra en el Cuadro 2.

Se esperaba que la longitud de raíces fuera mayor en el tratamiento de AIB, así como lo encontró Cervantes (2011) en propagación vegetativa de Quinilla en cámara de sub irrigación a una concentración del 0.8 % de AIB; sin

embargo, teniendo en cuenta las condiciones para generar el crecimiento de raíces, necesariamente no se necesita de una hormona sintética para generar raíces, ya que los sustratos utilizados en el trabajo de investigación, están aptos a ser utilizados para generar un crecimiento adecuado de raíces en *Ficus benjamina* L., a pesar de existir diferencias en la composición mineral en cada sustrato.

6.2. Volumen de raíces

En el cuadro 7 el análisis de varianza para el volumen de raíces, indica que existe diferencia estadística altamente significativa para los tratamientos. Así mismo se observa que no existe diferencia significativa entre los bloques.

Esta variable reportó un coeficiente de determinación (R^2) de 99.00 % y un coeficiente de variabilidad (CV) de 4.08 %, demostrando que existe grado de relación y correlación entre los tratamientos estudiados (volumen de raíces), los cuales se encuentran dentro del rango de aceptación para trabajos realizados en campo, corroborado por Calzada (1982).

La prueba de Duncan (Cuadro 8) para el Volumen de Raíces mostró diferencias estadísticas entre los tratamientos; donde el T1 (Tierra negra) ha alcanzado el mayor volumen de raíz con un promedio de 14.33 cm³, seguido del T6 (Gallinaza) y el T2 (Compost), que estadísticamente son iguales y presentan volúmenes promedios de 12.33 cm³ y 11.67 cm³ respectivamente, también se encontró que el T5 (Ácido Indol Butírico) obtuvo un volumen promedio de 10 cm³, mientras que el T3 (Humus de Lombriz) obtuvo un

volumen promedio de 6.7 cm³, siendo el T4 (Vacaza) el tratamiento que obtuvo el menor volumen promedio de raíces de todos los tratamientos con 5.00 cm³.

Los resultados obtenidos en el T1 (Tierra negra) se explican debido a las características físicas y químicas que presentó el sustrato (Laboratorio de Suelos, Agua y Foliareos de la FCA/UNSM-T, 2014); indicándonos que para la formación y la producción de raíces todo sustrato tiene que tener todas las propiedades físicas y químicas para un balance óptimo; así como lo menciona Alcina (2011), que todo sustrato puede ser aprovechado en su totalidad por las plantas, básicamente por la textura y la disponibilidad nutrientes que presenta en su composición.

En el análisis químico de los sustratos realizados, tanto para el T6 (Gallinaza) y el T3 (Humus de lombriz) presentan mayor contenido de NPK en su composición química, frente a los tratamientos de T2 (Compost) y el T4 (Vacaza). Así mismo se debe resaltar que la composición que contienen estos sustratos depende de la fuente de alimentación y lugar de donde procede. La mineralización que se produce en cada sustrato es un factor importante para el crecimiento de las raíces; lo cual es corroborado por Hickman (2006), el cual refiere que las características más importantes en todo sustrato, son el alto porcentaje de ácidos húmicos y fúlvicos, y su acción combinada permite una entrega inmediata de nutrientes asimilables y un efecto regulador de la nutrición, cuya actividad residual llega hasta cinco años.

La utilización de dosis adecuada de reguladores de crecimiento como el Acido Indol Butírico (AIB), es muy importante, puesto que las concentraciones óptimas varían con las especies. Latsague (2009), al tratar esquejes de *Aglaonema commutatum* "silverqueen" a distintas dosis de ácido indol butírico (AIB) obtuvo un mayor número de raíces a concentraciones de 0.6 % y 0.8 % de AIB muy por encima de otros tratamientos que utilizó, lo que concuerda con lo dicho por Mesen (1998), que la aplicación de auxinas da mejor resultados para el enraizamiento con soluciones concentradas, sin dejar de lado que los esquejes y acodos responden a dosis de AIB, mostrando que conforme se aumenta la concentraciones aplicadas, se obtiene un aumento progresivo en el número y calidad de las raíces formadas, sin embargo no superó al tratamiento con tierra negra (T1) en el presente experimento.

Tomando en cuenta estas consideraciones encontradas por otros autores en el trabajo de investigación que realizaron, no siempre las auxinas sintéticas generan mayor número y volumen de raíces, dado que en el trabajo de investigación realizado, la hormona sintética de AIB no superó al T1 (Tierra negra), siendo este tratamiento quien ha alcanzado el mayor volumen de raíz con un promedio de 14.33 cm³, seguido del T6 (Gallinaza) y el T2 (Compost), presentando volúmenes promedios de 12.33 cm³ y 11.67 cm³ respectivamente. La composición mineralógica de estos sustratos encontrados en los análisis físicos y químico demuestra que la disponibilidad de nutrientes y la textura en los sustratos son factores importantes para la formación de raíces.

6.3. Número de raíces

En el cuadro 9 el análisis de varianza para el número de raíces, indica que existe diferencia estadística altamente significativa para los tratamientos. Así mismo se observa que no existe diferencia significativa para los bloques en la variable evaluada.

Esta variable reportó un coeficiente de determinación (R^2) de 98.00 % y un coeficiente de variabilidad (CV) de 3.90 %, demostrando que existe relación y correlación entre los tratamientos estudiados del número de raíces, los cuales se encuentran dentro del rango de aceptación para trabajos realizados en campo, corroborado por Calzada (1982).

La prueba de Duncan (Cuadro 10) para el Número de Raíces mostró diferencias estadísticas entre los tratamientos; alcanzando el mayor número promedio de raíz el T1 (Tierra negra) con 14.35 raíces, seguido del T6 (Gallinaza), T2 (Compost) y el T5 (Ácido Indol Butírico), que estadísticamente son iguales y presentan números promedio de raíces de 12.22, 11.92 y 11.75 respectivamente, mientras que el T3 (Humus de lombriz) y el T4 (Vacaza) estadísticamente también son iguales, y son los tratamientos que obtuvieron los menores números promedio de raíces con 8.04 y 7.96 respectivamente.

Según los resultados del análisis Físico-Químico efectuado por el Laboratorio de Suelos, Agua y Foliares de la FCA/UNSM-T, 2014; nos muestra que los sustratos presentan una variabilidad de nutrientes en relación a su composición química y en cuanto a su nivel de fertilidad, de allí se entiende

que la formación de raíces se vio afectada por los nutrientes tanto en cantidad considerable a los aniones y cationes intercambiables que presentó cada sustrato.

El T1 (Tierra negra) en esta variable evaluada, mostró tener condiciones optimas en la disponibilidad de nutrientes de NPK; donde el Nitrógeno está disponible en un rango Normal para ser asimilado, encontrándose también el Fósforo en un rango Alto para ser asimilado y el Potasio en un nivel Medio para su asimilación según el cuadro 4 (Laboratorio de Suelos, Agua y Foliare de la FCA/UNSM-T, 2014). De esta manera la disponibilidad de nutrientes que se observó en el cuadro 2 no supera lo rangos encontrados en el T1 (Tierra negra), siendo el T6 (Gallinaza) y T2 (Compost) los que obtuvieron niveles bajos y medios tanto en Nitrógeno, Fósforo y Potasio según la Tabla 5. Lo cual es corroborado por Sánchez (1990) quien menciona que la cantidad de nutrientes disponibles de la materia orgánica en el suelo, son factores importantes que determinan el alto porcentaje de ácidos fúlvicos y húmicos para el crecimiento y desarrollo de toda planta.

Así mismo para esta variable evaluada, el comportamiento del T5 (Ácido Indol Butírico) a una concentración del 0.8 %, aplicada; resultó tener igual resultado que el T6 (Gallinaza) y el T2 (Compost) en la generación de raíces. Lovell y White (1986) citado por Soto, E. (2006), mencionan que el número de raíces producidos es altamente influenciado por la habilidad de las hojas y las raíces al suplir carbohidratos y elementos nutricionales, ya sea de reserva o producido mediante fotosíntesis. Así mismo Veirskov y Andersen (1982)

citado por Fanego, A. (2006), indican que estas diferencias podrían deberse al efecto combinado del tejido joven, la mayor optimización de la fotosíntesis y la disponibilidad de nutrientes que presenta un sustrato.

6.4. Porcentaje de raíces

En el cuadro 11 el análisis de varianza para el porcentaje de raíces, indica que existe diferencia estadística altamente significativa para los tratamientos. Así mismo se observa que no existe diferencia significativa para los bloques.

Esta variable reportó un coeficiente de determinación (R^2) de 97.00 % y un coeficiente de variabilidad (CV) de 4.87 %, demostrando que existe relación y correlación entre los tratamientos estudiados del porcentaje de raíces, los cuales se encuentran dentro del rango de aceptación para trabajos realizados en campo, corroborado por Calzada (1982).

La prueba de Duncan (Cuadro 12) para el porcentaje de raíces mostró diferencias estadísticas entre los tratamientos; alcanzando el mayor porcentaje promedio de raíz el T1 (Tierra negra) con 30.89 %, seguido del T6 (Gallinaza), T2 (Compost) y el T5 (Ácido Indol Butírico), que estadísticamente son iguales y presentan porcentajes promedio de raíces de 26.32 %, 25.26 % y 25.25 % respectivamente, mientras que el T3 (Humus de lombriz) y el T4 (Vacaza) estadísticamente también son iguales, y son los tratamientos que obtuvieron los menores porcentajes promedio de raíces con 17.06 % y 16.46 % respectivamente.

Thompson (2002), afirma que los suelos con elevados porcentajes de arena y bajo contenido de arcilla generalmente presentan una baja fertilidad, estos están ligados directamente al contenido nutricional que posee un suelo en su estado natural. Del análisis Físico-Químico que se muestra en el T1 (Tierra negra) posee buena fertilidad natural, con buen contenido de nutrientes primarios y secundarios, y un pH de 5.08, favorable para la asimilación de elementos nutritivos como el Nitrógeno, Fósforo y Potasio (Laboratorio de Suelos, Agua y Foliare de la FCA/UNSM-T, 2014); lo cual es corroborado por Zavaleta (2002), quien manifiesta que el tierra negra con muy buena materia orgánica, mejora la estructura y disponibilidad de nutrientes (aniones y cationes cambiabes) en el suelo, lo que permitirá desarrollar y mantener buena formación y estructura de las raíces.

En cuanto a disponibilidad de nutrientes en los tratamientos T6 (Gallinaza), T2 (Compost), T3 (Humus de lombriz) y T4 (Vacaza), se encontró a través del análisis químico que el pH en cada tratamiento, presentó una escala favorable para el intercambio de aniones y cationes; sin embargo el estado nutricional de NPK en cada tratamiento esta en un rango entre bajo y medio, así mismo el nivel de fosforo en el análisis químico, no es suficiente y no representa apropiadamente la cantidad necesaria que las plantas particularmente puedan absorber para formar raíces (Laboratorio de Suelos, Agua y Foliare de la FCA/UNSM-T, 2014); lo cual es corroborado por Rengifo (2007), quien define que la materia orgánica en su composición química tiene que presentar un balance optimo de NPK, para la disposición de sus minerales y la adhesión de

éstas a las partículas del suelo o agregados para ser aprovechado por las plantas para su crecimiento y desarrollo.

En cuanto al T5 (Ácido Indol Butírico), Cervantes (2011), señala que el mayor porcentaje de enraizamiento obtuvo con dosis 0.6 % y 0.8 % de AIB, en propagación vegetativa de Quinilla (*Manilkara bidentata*) para la formación y crecimiento de raíces. Sin embargo Soto (2006), menciona que las plantas poseen varios mecanismos que reducen o anulan la efectividad de la auxina natural Ácido Indol acético (AIA), conjugándolo con otros compuestos o destruyéndolo, lo cual no sucede con el ácido indol butírico (AIB); dicho efecto se pudieron haber observado en el T6 (Ácido Indol Butírico) con un mayor porcentaje de enraizamiento.

Se esperaba que la concentración de AIB al 0.8 %, en el trabajo de investigación superara a todos los tratamientos; sin embargo el T1 (Tierra negra) obtuvo el mayor porcentaje de enraizamiento, por la disponibilidad de nutrientes que presentó (Laboratorio de Suelos, Agua y Foliare de la FCA/UNSM-T, 2014).

VII. CONCLUSIONES

- 7.1. El mejor tratamiento para el enraizamiento de *Ficus benjamina* L. mediante el método de propagación vegetativa "acodo aéreo", es el tratamiento de tierra negra, ya que mostró muy buenos resultados en las distintas variables evaluadas.

- 7.2. El menor desarrollo y crecimiento vegetativo de raíces se han obtenido en los tratamientos: Humus de Lombriz y Vacaza; pero no se quita la posibilidad de usar estos tratamientos, de todas maneras, porque si generan raíces en *Ficus*.

VIII. RECOMENDACIONES

- 8.1. Utilizar Tierra Negra en una proporción de 300 g por acodo aéreo garantiza muy buen desarrollo de raíces en Ficus.
- 8.2. Es indispensable considerar la humedad suficiente para el enraizamiento, por lo tanto se recomienda realizar evaluaciones constantes para verificar si la humedad es la correcta, sino la hay agregar agua para mantener la humedad.
- 8.3. Se recomienda utilizar sustratos bien descompuestos para evitar cualquier inconveniente, como la quema y la pudrición del corte de la corteza al momento de propagar Ficus por el método de acodo aéreo.
- 8.4. Como alternativa de propagación mediante el método de acodo aéreo, se concluye que todos los sustratos utilizados; así como la aplicación de la hormona sintética Ácido Indol Butírico (AIB) son aptos a ser utilizados para propagar Ficus.
- 8.5. Se recomienda realizar nuevas investigaciones utilizando tierra negra evaluando tipos de cortes por el método de propagación vegetativa de acodo aéreo en Ficus y cultivos alimenticios.

IX. BIBLIOGRÁFICA

1. Berg C.C. y Corner E.J.H. (2005). Ficus. Flora Malesiana. serie I. seed plants. vol. 17. part. 2. Pág 45.
2. Burger, W. C. (2008). Family 52. Moraceae. Flora Costaricensis. Fieldiana, Bot. 40: 94–215. Pág. 22.
3. Cabello, A. (2000). Propagación Asexual de Plantas. Departamento de Silvicultura. Facultad de Ciencias Forestales. Universidad de Chile. Pág. 10.
4. Cadet, E. (2010). Efecto del ácido indol butirico (AIB) a diferentes concentraciones en el enraizamiento de esquejes de *Aglaonema commutatum* "silverqueen". Universidad de Costa Rica-Escuela de Agronomía. Pág. 32-41.
5. Calzada, J. (1982). Método estadístico para la investigación. Editorial La Molina. Lima-Perú. Pág. 23.
6. Castellanos, J. Z. (1992). La utilización de los estiércoles en la Comarea Lagunera. Ingenieros Agrónomos del tecnológico del Monterey (IATEM). Pág. 11-19. Torreón, Coahila, México. Pág. 12-14.

7. Cervantes, D. (2011). Tesis: "Propagación vegetativa de quinilla (*Manilkara bidentata* D.C.), mediante el enraizamiento de estaquillas utilizando cámara de sub irrigación en el distrito de Morales-Provincia de San Martín". Pag 37.
8. Copaja, G. (2013). Mejoramiento de Capacidades para la Conservación de la Capacidad de los Suelos Agrícolas. Jorge Basadre-Tacna. Pag 12.
9. Ecoamérica (2001). Tecnologías limpias para el nuevo milenio, Compostaje: creciendo en calidad. Chile. Ed. N°9: Pag14-15.
10. Erickson, C. (2003). «Historical Ecology and Future Explorations». Amazonian Dark Earths: Origin, Properties, Management. J. Lehmann et al. (eds.) Pag 23-46.
11. Esteban, L y Josso, J. (2006). Tesis: "Efecto de diferentes dosis de AIB sobre el enraizamiento de *Ficus benjamina* L. en diferentes épocas del año". Ra Ximhai, Setiembre-Diciembre. Universidad Autónoma Indígena de México Mochicahui, el fuerte, Sinaloa. Vol. 2. Pag 79-84.
12. Fanego, A. (2006). Aportes a la metodología de propagación de *Bougainvillea glabra* Choisy. Tesis presentada en opción del título académico de "Master en Ciencias Agrícolas", Universidad Agraria de la Habana Fructuoso Rodríguez Pérez. Pag 56.

13. FAO (2001). Agricultura orgánica y recursos abióticos. Departamento de Desarrollo Sostenible. Pag 29.
14. Gutiérrez, M. 2006. Propagación del burío (*Heliocarpus appendiculatus* Turcz.) por semillas, estacas y acodos. Tesis Mag. Sc. Turrialba, Costa Rica. Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza. Pag 120.
15. Grandez, M.O. (2004). Utilización de gallinaza como fuente de fertilización orgánica en el rendimiento de maracuyá (*Passiflora edulis* S.) bajo condiciones de suelo ácido en San Martín. UNSM-T. Pag 21-29.
16. Gruber J. (2012). Nova Silva Cuscatlanica. Árboles nativos e introducidos de El Salvador. Parte 2: Angiospermae-Familias Pteridophyta. Englera 29 (2): Pag 1–300.
17. Humel, C. y Johnson, R. (2010). Influences of auxin and auxin synergists on adventitious root primordium initiation and development. *New Zealand of Forestry Science*. Pag 311-323.
18. Hartmann, H. y Kester. (1996). Propagación de plantas: principios y prácticas. Editorial continental S.A. México. Pag 814.
19. INTEC (1999). Manual de compostaje. Corporación de investigación tecnológica de Chile. Pag 27.

20. Kains, M. y L. Mc. Questen. (1993). Propagation of plants. New York. USA. Orange Judo Publishing Company, INC. Pag 639.
21. Leakey, R. Mesén, F. (1991). Los estudios fisiológicos para la mejora de los árboles tropicales y su conservación. Algunos factores que afectan iniciación de las raíces en estacas de *Triplochiton scleroxylon* K. Schum., Una madera autóctona de África Occidental. *Forest Ecology and Management*. Pag 53-66.
22. Lexus, J. (1997). Biblioteca de la Agricultura. Suelos, abonos y Materia Orgánica. Editorial Alfa-Omega-España. Pag 98-106.
23. Linares, J. L. (2003). Listado comentado de los árboles nativos y cultivados en la república de El Salvador. *Ceiba* 44(2): Pag105–268.
24. Macdonald, B. (1986). Practical woody plant propagation for nursery growers. London. Ed. Batsford. Pag 669.
25. Maldonado, S.D. (2007). Propagación sexual y asexual de plantas leñosas. Facultad de Ciencias Agrarias-Escuela Profesional de Agronomía. UNSM-T. Pag 34.
26. Mansilla, D. (2004). Propagación vegetativa mediante estaquillada en especies nativas de los géneros *Mutisia*, *Escallonia* y *Gaultheria*, como potenciales cultivos ornamentales. Tesis Ing. Agr. Valdivia, Chile. Universidad Austral de Chile. Pag 68.

27. Mesen, F. (1998). Enraizamiento de estaquillas juveniles de especies forestales: uso de propagadores de sub-irrigación. CATIE. Turrialba, Costa Rica. Pag 36.
28. Mostacero (2002). Taxonomía de las Fanerógamas Útiles del Perú. Ed. Normas Legales. CONCYTEC. Voll y II. Trujillo, Perú. Pag 674.
29. Mullo, I. (2012). Manejo y procesamiento de la gallinaza. Facultad de ciencias pecuarias-Escuela de ingeniería zootecnia. Escuela superior politécnica de Chimborazo. RIOBAMBA-ECUADOR. Pp 32.
30. Moncada, M. (2004). Curso: Edafología-Formación de Suelos Tropicales. Facultad de Ciencias Agrarias. Universidad Nacional de San Martín- Tarapoto. Pag 19.
31. Núñez, Y. (1997). Propagación vegetativa del cristóbal (*Platymiscium pinnatum*, Benth); pilón (*Hyeronima alchorneoides*, Allemo) y surá (*Terminalia oblonga*, Ruiz & Pavon) mediante el enraizamiento de estaquillas juveniles. Tesis Mag. Sc. Turrialba, Costa Rica. Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza. Pag 172. CATIE.
32. Pereira, M. (2003). Propagação via estaquillas apicais, caracterização morfológica e molecular de jabuticabeiras (*Myrciariaspp*). Tese de Doutorado. Piracicaba, SP, Brasil. Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz. Universidade de São Paulo. Pag86.USP.

33. Peña, A.O. (2011). Lombricultura y Compostaje. Escuela Agro ecológica de Pirque. Manual N° 3, Pag 3.
34. Pinedo, L. (2013). Enrizamiento de estaquilla de estoraque (*Myroxylon balsamum* Harmans.), a través de la hormona AIB en cámara de sub irrigación, en el IIAP-SAN MARTÍN. Pag 25.
35. Rengifo, C. (2007). Manejo ecológico de suelos y nutrición de plantas. Facultad de Ciencias Agrarias. Universidad Nacional de San Martín-Tarapoto. Tarapoto-Perú. Pag 20 - 32.
36. Rojas, S. y Alarcón, M. (2004). Propagación Asexual de Plantas. Conceptos Básicos y Experiencias con Especies Amazónicas. CORPOICA/PRONATA/MADR. Colombia. Pag 55.
37. Salazar, E. (2010). Efecto residual del estiércol bobino sobre el rendimiento del maíz forrajero y propiedades del suelo. Sociedad Mexicana del Suelo, A.C. Chapingo-México. Pag 46.
38. Sevilla y Holle (2004). Recursos Genéticos Vegetales. Primera edición. Edit. Torre Azul SAC. Lima, Perú. Pag 445.
39. Soto, L.E. (2006). Efecto de Diferentes Dosis de AIB sobre el Enraizamiento de *Ficus benjamina* L. en Diferentes Épocas del año. Universidad Autónoma

Indígena de México. El Fuerte, México. Ra Ximhai, septiembre-diciembre, año/vol. 2, número 003. Pag 795-814.

40. Torres, A. (2004). Relação entre sazonalidade desrama e carboidratos no crescimento do eucalipto na propagação vegetativa por miniestaquia. Dissertação Mestrado. Piracicaba, SP, Brasil. Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz. Universidade de São Paulo. Pag 65.
41. Yucailla, L. (2008). Evaluación de la caña de azúcar (Gallinaza y Sales Minerales) en la producción de vacas de Holstein mestizos. Pag 53.
42. Zavaleta, A. (1992). Edafología; El Suelo en Relación con la Producción. 1era Ed. Editorial CONCYTEC. Lima – Perú. Pag 11.

RESUMEN

El presente trabajo de investigación titulado "EFECTO COMPARATIVO DE ÁCIDO INDOL BUTÍRICO (AIB) Y TIPOS DE SUSTRATOS EN EL ENRAIZAMIENTO DE FICUS (*Ficus benjamina* L.) A TRAVÉS DE ACODO AÉREO, EN EL DISTRITO DE MORALES-SAN MARTÍN", tuvo como objetivos determinar el efecto comparativo del ácido indol butírico (AIB) y tipos de sustratos que mejor funciona en el enraizamiento de *Ficus benjamina* L. bajo la modalidad de acodo aéreo; y evaluar el desarrollo vegetativo de raíces de los diferentes tratamientos estudiados. Este trabajo de investigación se realizó en 150 días y se desarrolló en el jardín de las instalaciones de la Facultad de Ciencias Agrarias, en la ciudad universitaria de la UNSM-T, ubicado en el distrito de morales de la ciudad de Tarapoto; donde se evaluó cuatro variables como: Longitud de Raíces, Número de raíces, Volumen de Raíces y Porcentaje de Raíces. Los sustratos utilizados para el enraizamiento han sido: Tierra negra, Vacaza, Gallinaza, Compost, Humus de Lombriz y arena lavada; estos sustratos se han obtenido de la zona. El Diseño experimental que se ha utilizado es un Diseño de Bloques Completamente al Azar (DBCA), con 6 tratamientos y 3 bloques. En relación al estudio realizado en el presente trabajo de investigación, el mejor tratamiento para el enraizamiento de *Ficus benjamina* L. mediante el método de propagación vegetativa "acodo aéreo", es el tratamiento de tierra negra, ya que mostro muy buenos resultados en las distintas variables evaluadas. Y como alternativa de propagación mediante el método de acodo aéreo todos los sustratos utilizados; así como la hormona sintética Ácido Indol Butírico (AIB) están aptos a utilizar para propagar *Ficus*. Se concluye que el mayor desarrollo vegetativo de raíces se ha obtenido de los tratamientos: Tierra negra, Gallinaza, Ácido Indol Butírico y Compost.

SUMMARY

This paper titled "EFFECT COMPARISON OF ACID INDOL BUTYRIC (AIB) AND TYPES OF SUBSTRATES ON THE ROOTING OF *Ficus* (*Ficus benjamina* L.) LAYERING THROUGH AIR IN THE DISTRICT OF MORALES-SAN MARTIN", aimed to determine the comparative effect of indole butyric acid (IBA) and types of media that Works best in the rooting of *Ficus benjamina* L. in the form of air layering; and evaluating the vegetative development of roots of different treatments studied. This research was conducted in 150 days and was held in the garden of the premises of the Faculty of Agricultural Sciences in the university town of UNSM-T, located in the district moral of thecity of Tarapoto; Root length, number of roots, Volume Root and Percentage of Estate: where four variables as assessed.

The substrates used for rooting were: Black earth, Vacaza, Gallinaza, Compost, Vermicompost and washed sand; these substrates were obtained from the area. The experimental design was usedis a design randomized complete block (RCBD) with 6 treatments and 3 blocks.

Regarding the study in this research, the best treatment for rooting of *Ficus benjamina* L. by vegetative propagation method "air layering" is the treatment of black earth, as I showed very good results in different variables evaluated.

And alternatively propagation through air layering method the three substrates; as well as Indole Butyric acid synthetic hormone (AIB) are suitable to use for propagating *Ficus*. It isconcluded that the major vegetative development of roots was obtained from treatments: Black Earth, Gallinaza, Indole Butyric Acid and Compost.

ANEXOS

ANEXO N°1. Esquema Experimental

BLOQUE I

T0	T4	T1	T3	T2
----	----	----	----	----

BLOQUE II

T3	T1	T4	T2	T0
----	----	----	----	----

BLOQUE III

T1	T0	T3	T4	T2
----	----	----	----	----

Leyenda

- T4 = Plástico verde = Sustrato de vacaza
- T6= Plástico rojo = Sustrato de gallinaza
- T2 = Plástico negro = Sustrato de compost
- T3 = Plástico azul = Sustrato humus de lombriz
- T1 = Plástico amarillo = Sustrato de tierra negra
- T5= Plástico morado = Arena más ácido indol butírico (Testigo)

ANEXO N° 2

Resultado promedio de la Longitud de Raíces

BLOQUE I (Longitud de Raíces)						
N° DE RAÍCES	TRATAMIENTOS EN ESTUDIO					
	T1	T2	T3	T4	T5	T6
1	10.9	7.5	10.5	5.7	6	7
2	15.1	6.9	8.6	3	9.5	8.4
3	11.9	5.3	8.2	4	8.8	2.9
4	10.3	8.2	6.1	5.4	10.4	4.3
5	12.1	7.7	9.8	4.7	7.8	5.3
6	9.7	8.2	5.5	3.6	9.8	9.7
7	6.5	6.3	7.4	2.7	9.1	6.5
8	5.9	9.1	3.8	2.9	5.6	4.8
9	8.1	5.3	9.8	4.2	7.2	7.6
10	10.5	4.9	7.3	3.9	6.8	8.2
SUMATORIA	101	69.4	77	40.1	81	64.7
PROMEDIO	10.1	6.94	7.7	4.01	8.1	6.47

BLOQUE II (Longitud de Raíces)						
N° DE RAÍCES	TRATAMIENTOS EN ESTUDIO					
	T1	T2	T3	T4	T5	T6
1	14.2	4.9	7.1	4.3	10.7	8.6
2	13.2	5.7	5.8	5.9	11.4	7.6
3	10.9	6.2	7.9	2.7	11.8	5.2
4	9.7	8.1	8	4.2	9.5	6
5	11.5	7.3	6.4	3.9	7.9	4.1
6	8.9	4.7	9.2	2.8	6.7	7.5
7	7.5	6.5	11.7	4.5	5.8	8.4
8	6.5	7.5	5.9	5.4	4.9	4.9
9	9.3	8.3	7.2	6	8.1	7.6
10	5.9	9.2	8.3	2.9	9.5	6.8
SUMATORIA	97.6	68.4	77.5	42.6	86.3	66.7
PROMEDIO	9.76	6.84	7.75	4.26	8.63	6.67

BLOCKE III (Longitud de Raíces)						
N° DE RAÍCES	TRATAMIENTOS EN ESTUDIO					
	T1	T2	T3	T4	T5	T6
1	11.1	6.7	4.8	5	6.4	7.8
2	9.7	5.8	9.4	5.3	5.3	8.1
3	7.8	6	3.6	4.1	7.9	4.3
4	6.9	9.1	10.8	3.7	8.5	5.6
5	12.4	8.3	9.6	5.1	7.9	6.4
6	6.9	5.9	9.5	2.7	9.1	9.5
7	11	4.7	7.9	3.5	8.2	7.8
8	12.6	6.1	6.6	4.9	5.4	6.5
9	10.4	8.5	5.8	4	8.2	9
10	9.8	7.2	8.7	2.5	6.9	7.6
SUMATORIA	98.6	68.3	76.7	40.8	73.8	72.6
PROMEDIO	9.86	6.83	7.67	4.08	7.38	7.26

ANEXO N° 3

Sustratos utilizados en el trabajo de investigación

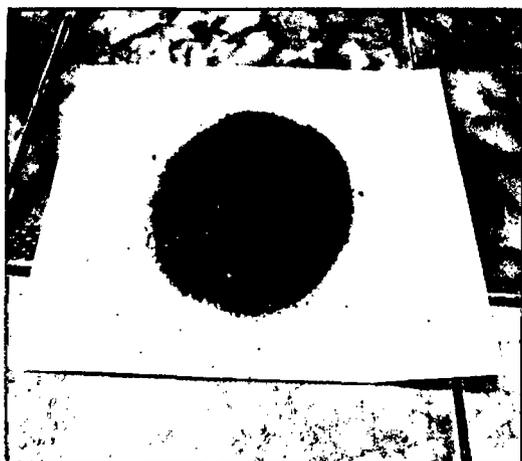


IMAGEN 1. Arena Lavada

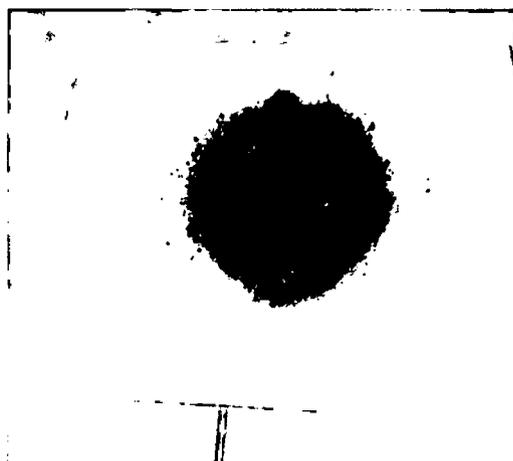


IMAGEN 2. Compost



IMAGEN 3. Tierra Negra

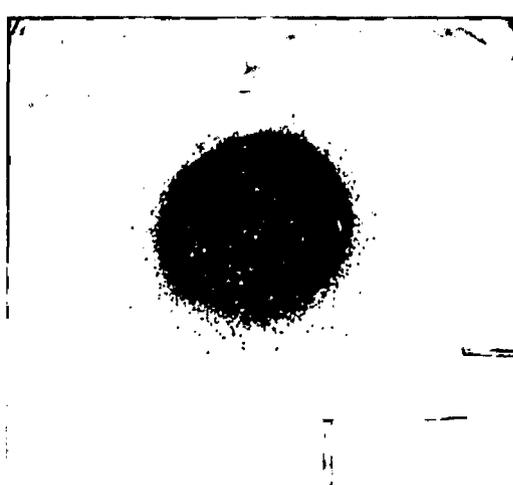


IMAGEN 4. Vacaza

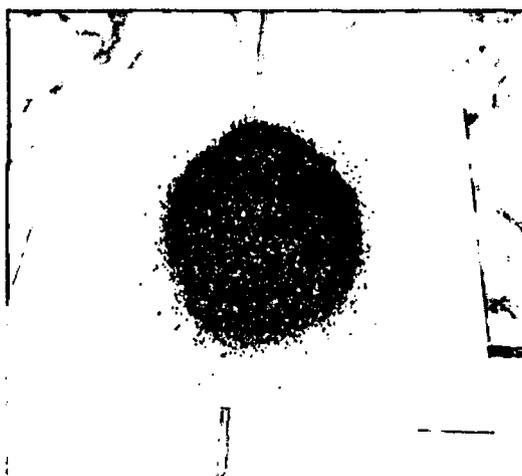


IMAGEN 5. Gallinaza

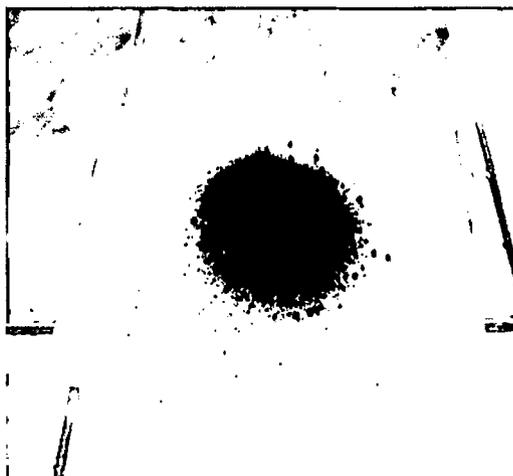


IMAGEN 6. Humus de Lombriz

ANEXO N° 4

Materiales y Equipos Utilizados en el trabajo de Investigación



IMAGEN 7. Balanza Analítica

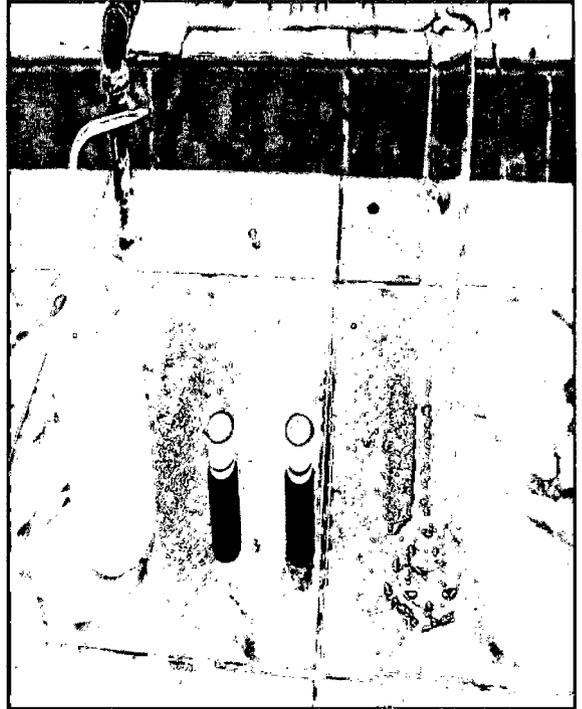


IMAGEN 8. Piseta y Probeta de 100 ml



IMAGEN 9. Solución de AIB



IMAGEN 10. Matraz

ANEXO N° 5



Resultados del enraizamiento obtenido en Ficus a través de acodo aéreo



IMAGEN 11. Rama de Ficus enraizada



IMAGEN 12. Raíces formadas



IMAGEN 13. Extracción de las raíces

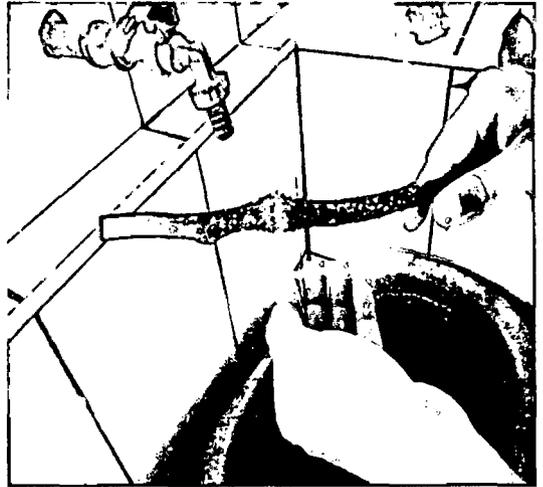


IMAGEN 14. Base del corte enraizado



IMAGEN 15. Raíces extraídas

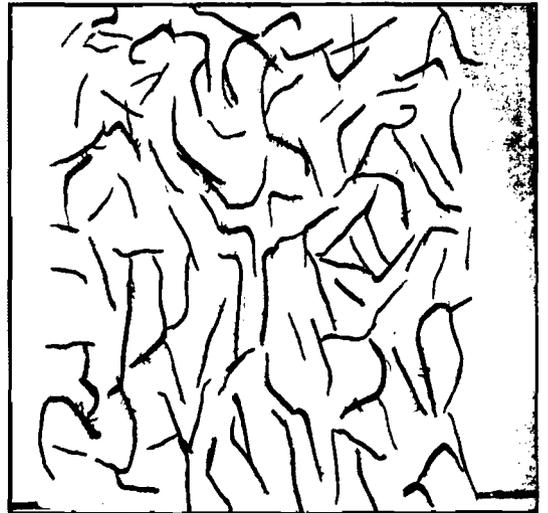


IMAGEN 16. Raíces evaluadas