



**UNIVERSIDAD DE LAS REGIONES  
AUTÓNOMAS DE LA COSTA CARIBE  
NICARAGÜENSE  
(URACCAN)**

**Monografía**

**Desarrollo radicular en piña (Ananas comosus) variedad MD-2  
utilizando tres estimuladores del crecimiento, Laboratorio Natural  
de URACCAN, periodo 2016 - 2017.**

**Para optar al título de Ingeniería Agroforestal**

**Autores:**

**Br. Joyceline Lugo García**

**Br. Cesar Pérez Hernández**

**Tutor:**

**Msc. Wilson Calero Borge**

**Nicaragua, RACCS, Nueva Guinea, Noviembre, 2017**



**UNIVERSIDAD DE LAS REGIONES AUTÓNOMAS DE  
LA COSTA CARIBE NICARAGÜENSE  
(URACCAN)**

**Monografía**

**Desarrollo radicular en piña (Ananas comosus) variedad MD-2  
utilizando tres estimuladores del crecimiento, Laboratorio Natural  
de URACCAN, periodo 2016 - 2017.**

**Para optar al título de Ingeniería Agroforestal**

**Autores:**

**Br. Joyceline Lugo García**

**Br. Cesar Pérez Hernández**

**Tutor:**

**Msc. Wilson Calero Borge**

**Nicaragua, RACCS, Nueva Guinea, Noviembre, 2017**

A Dios principalmente porque ha sido nuestro guía ya que Él ha forjado nuestro camino. Él que en todo momento está con nosotros haciéndonos ver nuestros errores, superar nuestras dificultades y el que nos enseña a levantarnos y seguir adelante día con día.

A todos los docentes que nos impartieron clases durante los cuatro años de nuestra carrera, a todos ellos les decimos gracias por ser nuestros guías. También agradecemos a la universidad URACCAN por acogernos durante esos largos años.

Luego a nuestros padres **Alejandra Hernández y Elba García Brenes** a nuestros abuelos, hermanos, primos tíos y familia en general por su apoyo incondicional por ser nuestro único y más fuerte pilar en nuestras vidas por su cariño y confianza que depositaron cada uno de ellos en nosotros.

A todos ellos les decimos:

*"Muchas gracias de todo corazón por sus alientos de esperanzas para cumplir nuestras metas, levantarnos en cada desliz que se nos han presentado en nuestras vidas porque puede que nuestro camino a venir sea largo, pero si deseamos las cosas con todas nuestras fuerzas y luchamos por obtenerlas DIOS siempre estará allí para ayudarnos a alcanzarlas".*

## **AGRADECIMIENTOS**

Le agradecemos primeramente a Dios por habernos acompañado y guiado a lo largo de nuestra carrera por ser nuestra fortaleza en momentos de debilidad y por darnos una vida llena de aprendizajes y experiencias.

Le damos gracias a nuestros padres, abuelos y familia en general por brindarnos su apoyo en todo momento por la oportunidad que nos dieron al darnos una excelente educación en el transcurso de nuestras vidas, principalmente porque son nuestro único y principal ejemplo a seguir y nuestro sostén.

A la Universidad URACCAN por brindarnos el espacio para la realización de nuestro trabajo. Por ayudarnos a descubrir nuevas fronteras y darnos la oportunidad de crecer profesionalmente. También por el apoyo financiero que nos otorgaron ya que eso permitió que nuestro trabajo fuese posible.

Gracias a nuestro tutor Msc. Wilson Calero por creer en nosotros y habernos brindado la oportunidad de desarrollar nuestra tesis profesional, por su apoyo, su tiempo y por habernos compartido parte de su conocimiento para la realización de nuestro documento.

## ÍNDICE GENERAL

### Contenido

I. Introducción .....	1
II. Objetivos.....	2
2.1. General .....	2
2.2. Específicos.....	2
III. Hipótesis.....	3
IV. Marco Teórico .....	4
4.1 . Taxonomía del cultivo de piña ( <i>Ananas comosus L.</i> ).....	4
4.2 Morfología del cultivo de piña ( <i>Ananas comosus L.</i> ).....	4
4.3 Raíz.....	4
4.4 Tallo .....	6
4.5 Hojas .....	7
4.6 Inflorescencia del cultivo de piña. ....	7
4.7 Fruto del cultivo de piña .....	7
4.8 Semilla del cultivo de piña.....	8
4.8.1. De corona .....	8
4.8.2. Basales .....	8
4.8.3. Axilares .....	8
4.8.4. Hijuelos o retoños .....	9
4.9 Propagación del cultivo de piña ( <i>Ananas comosus L.</i> ).....	9
4.10 Ciclo del cultivo .....	9
4.11 Origen y distribución geográfica del cultivo de piña .....	10
4.12 Importancia Económica y Alimenticia.....	11
4.13 Agroecología de la piña ( <i>Ananas comosus L.</i> ).....	11
4.13.1. Pluviometría .....	11
4.13.2. pH del cultivo de piña ( <i>Ananas Comosus L.</i> ) .....	11
4.13.3. Temperatura .....	12
4.13.4. Luminosidad .....	12
4.13.5. Altitud.....	12

4.13.6. Suelos .....	12
4.13.7. Preparación del terreno .....	12
4.13.8. Limpieza .....	13
4.13.9. Encamado del cultivo de piña ( <i>Ananas comosus L.</i> ) .....	13
4.13.10. Tipos de semillas y sus características .....	14
4.13.11. Selección de la semilla .....	14
4.13.12. Variedades de piña .....	14
4.14 Siembra del cultivo de piña .....	16
4.15 Densidad y Distancia de siembra .....	16
4.16 Control de arvenses .....	17
4.17 Fertilización del cultivo de piña .....	18
4.17.1. Fertilización foliar .....	18
4.18 Principales plagas del cultivo de piña ( <i>Ananas comosus L.</i> ) .....	18
4.18.1. Cochinilla Harinosa ( <i>Dysmicoccus brevipes</i> ) .....	19
4.18.2. Mariposa del fruto o barrenador de la piña ( <i>Thecla basilides</i> ) .....	20
4.18.3. Sífilidos ( <i>Hanseniella spp, Scutigrella spp, Symphylella spp</i> ) .....	21
4.18.4. Caracol ( <i>Opeas pumilum y Cecillioides aperta</i> ) .....	22
4.19 Enfermedades .....	23
4.19.1. Pudrición del cogollo .....	23
4.19.2. Pudrición rosada de las raíces .....	23
4.19.3. Importancia de las hormonas vegetales (fitohormonas) .....	23
4.20 Hormonas Vegetales (fitohormonas) .....	23
4.20.1. Auxinas .....	23
4.20.2. Citoquininas .....	24
4.20.3. Giberelinas .....	25
4.20.4. Abscísico .....	25
4.20.5. Etileno .....	25
4.20.6. Jasmonatos .....	26
4.20.7. Ácido salicílico .....	26
4.20.8. Brasinoesteroides .....	27
V. Metodología y Materiales .....	28

5.1. Ubicación del área de estudio .....	28
5.2. Enfoque de la investigación .....	28
5.3. Tipo de investigación .....	28
5.4. Población y Muestra.....	28
5.5. Descripción de los tratamientos .....	29
5.6. Análisis de suelo .....	30
5.7. Establecimiento del cultivo de piña ( <i>Ananas comosus L.</i> ) .....	31
5.8. Encalamiento (Nutrical plus®).....	32
5.9. Manejo del ensayo .....	34
5.10. Duración del estudio .....	34
5.11. Dosificación de fertilización .....	34
5.12. Variables Medidas.....	35
5.12.1. Biomasa Radicular .....	35
5.12.2. Área Radicular .....	35
5.12.3. Anclaje .....	36
5.13. Plagas del cultivo de piña ( <i>Ananas comosus L.</i> ) variedad MD-2 .....	36
5.14. Procesamiento y Análisis de la Información.....	36
5.15. Materiales utilizados.....	36
VI. Resultados y Discusión.....	38
6.1. Efecto de los estimuladores del crecimiento en la Biomasa Radicular del cultivo de piña variedad MD-2.....	38
6.2. Efecto de los estimulantes de crecimiento radicular en el desarrollo del área de las raíces de piña MD-2 .....	39
6.3. Efecto de los estimulantes en el Anclaje Radicular de las plantas de piña variedad MD-2 .....	41
6.3.1. Precipitaciones en el Municipio de Nueva Guinea durante el mes de Noviembre del 2016 – Febrero del 2017 (mm) .....	42
6.4. Incidencia de plaga Caracol ( <i>Opeas pumilum</i> ) en las raíces de piña de la variedad MD-2 .....	43
6.5. Incidencia de plaga Sífilido ( <i>Scutigereilla immaculata</i> ) en las raíces de piña de la variedad MD-2.....	45
VII. Conclusión .....	47

VIII. Recomendaciones .....	48
IX. Referencias Bibliográficas.....	49
X. ANEXOS .....	53
Anexo 1. Análisis de suelo en Finca Laboratorio Natural URACCAN, Nueva Guinea. .....	53
Anexo 2: Croquis de la Finca Laboratorio Natural URACCAN, municipio de Nueva Guinea, colonia Jerusalén R.A.C.C.S .....	53
Anexo 3. Gráfico de diseño de parcelas.....	54
Anexo 4. Gráfico de parcela útil del cultivo de piña ( <i>Ananas comosus L.</i> ). .....	54
Anexo 5. Datos de campo para medición de Raíces Primarias.....	55
Anexo 7: Datos para medición de Longitud de Raíces.....	56
Anexo 8: Datos de campo para medición de Área Radicular .....	57
Anexo 9: Datos de campo para medición de Incidencia de Plagas.....	58
Anexo 10: Datos de campo para medición de Raíces Primarias.....	59
Anexo 11: Datos de campo para medición de Longitud de Raíces .....	60
Anexo 12. Datos de campo para medición de Área Radicular .....	61
Anexo 13. Datos de campo para medición de Incidencia de Plagas.....	62
Anexo 14. Datos de campo para medición de Raíces Primarias.....	63
Anexo 15. Datos de campo para medición de Longitud de Raíces .....	64
Anexo 16. Datos de campo para medición de Área Radicular .....	65
Anexo 17. Datos de campo para medición de Incidencia de Plagas.....	66
Anexo 18. Datos de campo para medición de Raíces Primarias.....	67
Anexo 19. Datos de campo para medición Longitud de Raíces .....	68
Anexo 20. Datos de campo para medición de Área Radicular .....	69
Anexo 21. Datos de campo para medición de Incidencia de Plagas.....	70
Anexo 22: Fotografías .....	71
Anexo 23: Aval del tutor .....	72

## RESUMEN

El presente estudio se realizó en el Laboratorio Natural de la Universidad URACCAN, recinto Nueva Guinea desde el mes de abril del 2016 hasta el mes de abril del 2017 con el objetivo de mejorar y encontrar nuevas alternativas sobre la eficiencia de producción de piña (*Ananas Comosus (L). Merr*) variedad MD-2 ya que, de acuerdo a productores de piña en el municipio de Nueva Guinea, el sistema radicular de este cultivo no alcanza el desarrollo óptimo que garantice rendimientos adecuados utilizando métodos y aplicaciones que favorezcan la calidad en sus cosechas. Por otra parte, el ensayo se realizó en un área total de 400 m<sup>2</sup> y el tamaño de las parcelas experimentales fueron de 20 m<sup>2</sup> y un área útil de 1.05 m<sup>2</sup>. El diseño experimental respondió a un BCA, con cuatro réplicas por cada tratamiento, para un total de 16 parcelas el cual se evaluaron las variables; biomasa radicular, longitud de raíces, incidencia de plagas y área radicular con los siguientes tratamientos estimuladores de crecimiento; Root-plus 24 SL® con una dosis de 84ml/20litros de agua, Acido Giberelico10%® (BIOGIB) con una dosis de 84ml/20litros de agua, Acido indolbutirico 98%® con una dosis de 1g/20L y el testigo que no se le aplicó. Los resultados más significativos se presentaron en los tratamientos ácido indol butírico (IBA) y en Root Plus en las variables biomasa radicular y área radicular por lo cual los resultados en la aplicación de ambos tratamientos presentan resultados satisfactorios. No presentando variaciones significativas en las variables de longitud de raíces. Se recomienda el uso de los estimuladores de crecimiento radicular en la producción de piña en su fase de desarrollo vegetativo.

Palabras clave: parcelas/cultivo/estimuladores/variables/variaciones/IBA/Root-plus/Biogib.

## I. Introducción

La piña (*Ananas comosus L.*) son plantas de crecimiento rápido, y rápida obtención del fruto comercial ganando a la champaca hasta 3 meses en periodo de maduración es más susceptible a la pudrición de tallos y raíces que otros tipos de piña y es más exigente en potasio el peso de la fruta alcanza entre 4 a 8 libras (Castañeda, 2003).

el cultivo de piña es considerado como uno de los cultivos altamente rentables, este se puede establecer en cualquier época del año siempre y cuando cuente con las condiciones adecuadas (Iliana cerrato, 2013).

En Nueva Guinea, la demanda de piña fresca es alta, razón por la cual a nivel nacional se presenta un incremento en el área de producción. Por Otra parte, esta zona es considerada como área potencial para el desarrollo del cultivo por ser una unidad fisiográfica con buenas condiciones agroecológicas.

Por esta razón se decidió elaborar esta investigación el cual inicio desde el año 2016 hasta el año 2017 en el Laboratorio Natural de la Universidad URACCAN recinto Nueva Guinea. El cual se evaluó el desarrollo radicular de piña variedad MD-2 empleando tres estimuladores de crecimiento radicular (IBA 98%, Root-plus 24 SL y BIOGIB 10%) para esto se utilizaron semillas del cultivo de piña (*Ananas comosus L.*) de tipo axilar con un total de 960 colinos mediante el establecimiento de bloques completamente al azar (B.C.A) con el fin de obtener información valiosa que permitiera aportar conocimientos técnicos que ofrezca alternativas y una optimización en el uso del recurso suelo.

## **II. Objetivos**

### **2.1. General**

Evaluar el desarrollo radicular en piña (*Ananas comosus L. Merr*) variedad MD-2 utilizando tres estimuladores de crecimiento en Laboratorio Natural URACCAN, colonia Jerusalén, Nueva Guinea, RACCS, 2016 - 2017.

### **2.2. Específicos**

- 1) Calcular el efecto de los estimuladores del crecimiento en la biomasa radicular del cultivo de piña variedad MD-2.
- 2) Determinar el área radicular en piña variedad MD-2 como efecto de la aplicación de estimuladores del crecimiento.
- 3) Identificar el anclaje de la planta al aplicar los tres estimulantes de crecimiento en las raíces.
- 4) Identificar la incidencia de plagas presentes en el sistema radicular del cultivo de piña variedad MD-2 con la aplicación de tres estimuladores del crecimiento.

### **III. Hipótesis**

H1: La aplicación en el cultivo de piña de los tres estimulantes radiculares mejora la formación de biomasa, pelos absorbentes y un mejor anclaje de las raíces.

## **IV. Marco Teórico**

### **4.1. Taxonomía del cultivo de piña (*Ananas comosus* L.)**

La piña (*Ananas comosus* L. var.) es la planta que pertenece al orden Bromeliales, familia Bromeliácea, sub orden Bromelioideae, y al género Ananas (Bartholomew, Paul y Rohrbach, 2003).

La familia está compuesta por más de 2700 especies distribuidas en 56 especies. (Crestani, Barbieri, Hawaroth y De Carvalho, 2010) pese a que existen otras especies ornamentales y productoras de fibras para tejidos, la piña es el miembro de la familia bromeliácea más importante económicamente (Crestani *et al.* 2010).

Existen 5 variedades de piña (*Ananas comosus* L. Merr) las cuales son:

*Ananas comosus* var *Ananassoides*, *Ananas comosus* var *Erectifolius*, *Ananas comosus* var *Parguazensis*, *Ananas comosus* var *Comosus*, *Ananas comosus* var *Bracteatus* (Bartholomew *et al.* 2003).

### **4.2 Morfología del cultivo de piña (*Ananas comosus* L.)**

La piña es una planta perenne, herbácea y de sistema radicular superficial; el tallo, tiene entrenudos muy próximos unos de otros, en forma de clavo; hojas gruesas en forma de canalones agrupadas en forma de rosetas, de bordes lisos o espinosos.

La piña puede alcanzar una altura de 60 a 160 cm, según el suelo y la variedad; raíces cortas, delgada y con muchas raicillas superficiales que se renuevan constantemente. Del centro de la planta sale un eje que sostiene una inflorescencia de la que más tarde se forma el fruto. El fruto es carnoso y está formado por el desarrollo partenocarpico del ovario, la bráctea y los sépalos de las numerosas flores, normalmente estériles y sostenidas por el eje de la inflorescencia (Rojas y Aguilera, 1999).

### **4.3 Raíz**

En plantas de piña obtenidas a partir de semilla botánica, se presenta una raíz primaria, de corta duración y raíces adventicias que tienen su origen en la base del cuello. En

plantaciones realizadas con semilla asexual, todas las raíces son adventicias, nacen y se desarrollan en los nudos del tallo, con raíces secundarias y aún terciarias (Rojas y Aguilera, 1999).

La longitud de las raíces determina la capacidad de la planta a extenderse en los perfiles del suelo para poder anclarse, influenciado por el geotropismo positivo de la raíz y la capacidad de la caliptra para abrirse camino en el suelo. Las raíces usualmente penetran y se extienden entre los 15 cm y 30 cm de profundidad y muy excepcionalmente a 60 cm (Py, 1968).

Las raíces secundarias nacen de las raíces primarias y su principal función está más relacionada a la absorción de nutrientes y agua por la alta presencia de pelos radicales (Flores, 1989).

La piña según FDA (1988), tiene dos tipos de raíces:

- ✓ Raíz primaria: Se encuentran en plantas de piña originadas de semillas, es de vida corta, cesando de funcionar y desprendiéndose a los dos meses de edad. Las raíces primarias se encuentran solamente en semilleros muy jóvenes, estas mueren poco después de la germinación y son reemplazadas por las raíces adventicias (Bartholomew et al., 2002).
  
- ✓ Raíces adventicias: Estas se dividen en raíces de suelo y raíces axilares.
  - Raíces de suelo. En la piña hay dos sistemas radicales en suelo: uno ocurre alrededor de la base del tallo formando una masa esférica de raíces activas y gruesas que utilizan el agua capturada por las hojas y que escurre a lo largo del tallo; el otro sistema consiste en raíces finas y alargadas que emergen de la planta y penetran alrededor de un metro, se ramifican y desarrollan una cofia bien activa que utiliza el agua disponible a mayor profundidad (Bartholomew et al. 2002).

- Raíces axilares. Estas emergen de los entrenudos en las axilas de las hojas inferiores, son distorsionadas y achatadas. Las hojas capturan y conducen el agua hacia su base, donde estas raíces aéreas pueden usarla. Probablemente estas raíces absorben fertilizante cuando es asperjado (Bartholomew et al. 2002).

#### **4.4 Tallo**

El tallo de la piña según Muñoz (2004) tiene forma de clavo, de 20 a 30 centímetros de largo, angosto en la base (2.5 - 3.5 cm de diámetro) y más ancho en la punta (5.5 - 6.5 cm). El tallo por lo general es reducido, con entrenudos cortos (1 -10 cm) y los más largos se localizan en la zona central.

El tallo posee yemas en toda su longitud, que se localizan en las cicatrices dejadas por las hojas en su punto de inserción, o sea, una yema en todas las hojas. Las yemas axilares pueden producir fruta o pueden ser utilizadas como semilla, a las que se les conoce como "colino axilar". En la base del tallo, más exactamente en el cuello de la raíz, aparecen otras yemas que también pueden producir frutos o ser utilizados para semilla; a estas se les conoce como "colino basal de planta"; en el ápice del fruto se encuentra otro tipo de rama vegetativa conocida con el nombre de "corona" (Muñoz, 2004).

El ápice del tallo es un tejido meristemático que da origen a las hojas durante su periodo vegetativo y a la inflorescencia durante la floración. Por este tiempo, algunas yemas de las axilas de las hojas terminan su estado de latencia, originándose yemas axilares que pueden desarrollar rebrotes conocidos como "colinos basales de fruto", los cuales también son utilizados para semilla. El tallo se puede dividir en tallo principal, tronco, pedúnculo, corazón, corona y ramas laterales (Torres y Ríos, 1977).

El tallo de la piña presenta raíces adventicias en toda su longitud llegando hasta menos de un centímetro del meristemo terminal. Estas raíces se enrollan alrededor del tallo, se originan en el tejido vascular de éste y pueden absorber nutrimentos cuando se les aplica foliar mente (Muñoz, 2004).

#### **4.5 Hojas**

Las hojas de la piña se encuentran ordenadas en espiral alrededor de un tallo central. Son planas y en su parte interna presentan una forma acanalada que lleva todo producto de fertilización foliar o toda el agua que caiga, directamente al sistema radicular que está enrollado en el tallo (Salazar, 1988).

#### **4.6 Inflorescencia del cultivo de piña.**

Es una espiga, compuesta por cien o más flores individuales. Cada una de estas es de tipo trímero, con tres sépalos, tres pétalos y seis estambres localizados en dos verticilos, un pistilo tricarpelar con ovario ínfero que aparece 45 días después de un tratamiento para inducir floración. Los óvulos varían de 14 a 20 por lóbulo, lo que producirá entre 6000 a 7000 semillas por fruto de unas 150 flores. Cuando las semillas están presentes son pequeñas con tres o cinco milímetros de largo, por uno o dos milímetros de ancho (Rojas y Aguilera, 1999).

La flor comienza a aparecer de abajo hacia arriba y se forma cada frutillo, primero en las partes basales del fruto y luego en la superior. Unas flores abren primero y cuando se cierran están otras abriendo. Desde la primera flor hasta la última se demora más o menos 20 días, de ahí que se prefiera la parte de abajo para el consumo porque está más dulce. Sin embargo, se cosechan verdes pues su maduración continúa hasta el último fruto. La flor, cuando cierra la bráctea que cubre el ojo, se vuelve carnosa en la base del ovario y de los sépalos. El pedúnculo hace parte de la inflorescencia y es conocido con el nombre de "corazón del fruto", el cual continúa y termina en una estructura vegetativa denominada corona (Muñoz, 2004).

#### **4.7 Fruto del cultivo de piña**

Está conformado por cien o doscientos pequeños frutos (bayas) unidos entre si sobre un eje central que es la prolongación del pedúnculo. El fruto tiene forma cónica, con frutos mayores en la base y menores en el ápice. Los frutillos provienen de cada una de las flores y se localizan en el llamado corazón (Rojas y Aguilera, 1999).

## **4.8 Semilla del cultivo de piña.**

La propagación comercial de la piña se hace de forma asexual por hijos, retoños, o colinos ya que el fruto casi nunca tiene semilla sexual; cuando la tiene es porque se cultivan juntas más de dos variedades (Barrera y Quevedo, 2008). Por otra parte, en la piña existen cuatro tipos de colinos:

### **4.8.1. De corona**

Que se encuentran en la parte superior del fruto; son difíciles de conseguir ya que la piña se comercializa con la corona. Debe ser uno por fruto y sencillo. En algunos casos presenta coronas múltiples y fasciada. La corona múltiple consta de varios brotes dispuestos en línea sobre el fruto. La corona fasciada se forma de varias coronas que nacen aproximadamente del mismo tallo y aparentemente son del mismo tamaño. La siembra de colino de corona, tiene la ventaja que las plantaciones son homogéneas. Con el colino de corona se tiene un ciclo natural más largo que otros materiales de propagación. Este colino debe ser bien adecuado para la siembra, ya que por lo carnoso es propenso al ataque de hongos y hormigas (Barrera y Quevedo, 2008).

### **4.8.2. Basales**

Nacen a lo largo del pedúnculo floral, o en la base de la fruta propiamente dicha. Cuando nacen pegados a la base del fruto alteran su desarrollo y no se deben propagar por la tendencia a transmitir esta indeseable característica. Los retoños basales varían en número de 5 a 8, aunque algunas variedades como la "piamba" sólo tiene uno, al parecer las condiciones de clima y suelo alteran estos valores, y el estado fitosanitario de la planta (Barrera y Quevedo, 2008).

### **4.8.3. Axilares**

Conocidos como "suckers" o chupones. Se desarrollan a partir del tallo principal en la axila de una hoja. Su número al momento de la cosecha es variable, estos son más grandes que los de corona y los basales, también producen más rápidamente que estos. Sin embargo, su número es limitado y las diferencias de desarrollo son marcadas (Barrera y Quevedo, 2008).

#### **4.8.4. Hijuelos o retoños**

De la base de la planta, llamados "chanele", Nacen de una yema axilar que se encuentra bajo el nivel del suelo y poseen sus propias raíces. Son los más desarrollados de la planta. Se encuentran en número variable y son des uniformes (Torres y Salazar, s. f).

#### **4.9 Propagación del cultivo de piña (*Ananas comosus L.*)**

La propagación de la piña se realiza principalmente por vía vegetativa o asexual, lo cual asegura que las características de la planta madre se transmitan a toda su progenie o descendencia en la propagación por vía vegetativa es importante realizar una buena selección basal y plantar rebrotes o colinos clasificados que sean lo más uniformes posibles y cuanto más desarrollados, la fructificación será más rápida obteniéndose frutos de mayor tamaño (Barreras y Quevedo 2008).

Según Chandler (1962) las variedades de piña son auto incompatibles y producen frutos partenocarpico, o sea que presentan semillas, pero éstas no son viables. Sin embargo, se pueden producir semillas por fecundación cruzada de variedades de piña y de otras especies del género *Ananas*. Las semillas producidas son pequeñas, similares a las de la manzana. Cuando hay dos o más variedades en el mismo cultivo, es posible que los frutos tengan semilla, por polinización cruzada a través de insectos, lo que origina variedades.

#### **4.10 Ciclo del cultivo**

El cultivo de piña requiere un tiempo entre 18 a 24 meses desde que se planta hasta que se cosecha. Existen sistemas productivos intensificados en los que el ciclo se reduce hasta 12 meses y otros ubicados en climas templados subtropicales en los que se extiende hasta los 36 meses (Bartholomew *et al.* 2003).

La floración en el cultivo de piña se inicia aproximadamente a los 12 meses; en siembros comerciales, esta es inducida por un regulador hormonal que homogeniza la parición con el objetivo de obtener cosechas uniformes (Castro y Hernández, 1992)

#### 4.11 Origen y distribución geográfica del cultivo de piña

Todas las especies de la familia *Bromeliácea*, incluyendo la piña, son originarias de América, a excepción de la especie *Petcarnia Feliciania*, que es originaria de la costa oeste de África (Crestani *et al.* 2010).

El origen específico de las especies del género *Ananas*, se localizan en América del sur, en un vasto territorio entre las latitudes 15°S y 30°S y las longitudes 40°O y 75°O, que comprenden el sur de Brasil, norte de Argentina y Paraguay (Crestani *et al.* 2010; Montilla, Fernández y Gallardo, 1997).

Bartholomew *et al.* (2003) sugieren que el género *Ananas* se originó en la Guayanas, entre las latitudes 10°N y 10°S y las longitudes 55°O y 75°O, ya que allí se han encontrado más variedades morfológicas que en el sur de Brasil tanto en piña silvestre como en cultivadas.

La expansión del cultivo de la piña en el mundo siguió la apertura de las grandes vías marítimas por los españoles y portugueses durante siglo XVI, llegando a Madagascar el África en 1548 y a china en Asia en 1594 (Crestani *et al.* 2010).

La piña también fue cultivada comercialmente en invernaderos en Europa Occidental durante los siglos XVIII y XIX. En este periodo se importaron muchas variedades de las Antillas, entre ellas, Reina y Cayena lisas (Bartholomew *at al.* 2003).

Debido a las grandes distancias y al corto tiempo de perecibilidad de la fruta para el comercio en ultramar, se desarrollaron mecanismos de procesamiento, de este modo, se empezó una industria de mermelada y dulces producidos en México y Brasil (UTEPI, 2006).

En la actualidad la piña, es el tercer cultivo tropical más importante, después de las bananas y los cítricos Bartholomew *et al.* (2003) y se encuentra distribuida en todas las áreas tropicales del mundo, principalmente en el sur y el este de Asia, América latina, el archipiélago de Hawái y el sur de África (UTEPI, 2006).

#### **4.12 Importancia Económica y Alimenticia**

Según la FAO (2009) en el mundo se produjo durante el año 1999, 14 millones de toneladas de piña y para el año 2008 la producción fue de 20 millones de toneladas.

El consumo de piña ha aumentado, y se espera que la producción y el comercio de la misma se incremente, siendo los países en vías de desarrollos que van a satisfacer la demanda creciente, principalmente en el Asia-Pacífico, Sur América y Centro América (FAO, 2004).

De la producción total de piña en el mundo, el 70% se consume como fruta fresca en los países productores, de igual forma, el consumo en fresco tiene una tendencia creciente en los países desarrollados, esto muestra una preferencia de los mercados hacia el consumo de fruta en fresco antes que procesada (Bartholomew *et al*, 2003).

Asia genera el 48% de la producción mundial, Suramérica produce el 19%, Centro América y el caribe producen el 17%, África tiene una producción del 11%, 4% se produce en Norte América y menos del 1% es producido en Oceanía. (FAO, 2004)

#### **4.13 Agroecología de la piña (*Ananas comosus L.*)**

##### **4.13.1. Pluviometría**

La piña requiere de una precipitación pluvial media anual entre 1,500 y 3,500 mm. Su morfología la hace poco exigente y soporta regímenes desde 1,000 mm. Anuales bien distribuidos. Aunque es poco exigente, la falta de agua en la etapa inmediata después de la siembra y en el inicio de la floración y formación del fruto retarda el crecimiento de la planta y reduce el tamaño del fruto (PAC, 2005).

##### **4.13.2. pH del cultivo de piña (*Ananas Comosus L.*)**

El pH óptimo para el cultivo de la piña está comprendido entre 5.5-6.2. Por encima de 6.2 se tiene problemas con *Phytophthora*, mientras se acerque a la Neutralidad se puede presentar clorosis por deficiencia de hierro, debida a las Concentraciones elevadas de calcio (Salazar, 1994).

#### **4.13.3. Temperatura**

La temperatura anual requerida para un adecuado crecimiento oscila entre 25 y 30 grados centígrados, con un óptimo de 27 grados centígrados. Temperaturas inferiores a 25 grados, aceleran la floración, disminuyendo el tamaño del fruto y haciéndolo más ácido y percedero, mientras que temperaturas superiores a 30 grados, pueden quemar la epidermis y tejidos subyacentes ocasionando lo que se llama “golpe de sol” (PAC, 2005).

#### **4.13.4. Luminosidad**

El número de horas brillo solar por año deben superar las 1,200 horas, considerando óptimo más de 1,500 horas luz anuales (PAC, 2005). Una iluminación, muy intensa causa quemaduras en la superficie del fruto, mientras que, si la intensidad es baja, se produce disminución en el contenido de azúcar, elevando la acidez del jugo (PAC, 2005).

#### **4.13.5. Altitud**

En la mayor parte de los trópicos, el cultivo de la piña tiene más éxito si se cultiva entre 300 a 900 msnm. (PAC, 2005).

#### **4.13.6. Suelos**

La piña puede cultivarse en la mayoría de suelos, siempre que sean profundos, fértiles y que tengan buen drenaje. El pH óptimo está entre 5.5-6.2; suelos con pH elevados dan lugar a la aparición de clorosis calcárea (deficiencia de Hierro) y pH menores de 5.5 afectan el crecimiento de la raíz y la disponibilidad de nutrientes potasio y calcio (PAC, 2005).

#### **4.13.7. Preparación del terreno**

Los elementos primarios a considerar en la preparación del terreno son la limpieza del terreno, la labranza, la distribución espacial y diseño de las camas (Castañeda, 2003).

El máximo potencial de producción de esta fruta se alcanza cuando se siembra en suelos de texturas medias a ligeras, sin problemas de inundación y medianamente

ácidos, es decir, con un pH entre 5.5-6.2. Estos suelos son los denominados acrisoles y cambisoles. Cuando la acidez se acentúa, se corrige mediante la incorporación de cal dolomítica en las dosis adecuadas, según necesidades de cada lote afectado (Uriza, 2011).

Las pendientes planas o ligeras, facilitan su mecanización y disminuyen el riesgo de erosión y degradación de los terrenos utilizados para su producción. También permite la mejora de la infraestructura de caminos, riego, drenes, puentes y demás (Uriza, 2011).

#### **4.13.8. Limpieza**

Los terrenos previos a la labranza se limpian, rastrojos, desechos de siembras anteriores y otros residuos que pueden entorpecer la labor de los equipos, el trazado de camas, canales y curvas de nivel (Castañeda, 2003).

Se afirma que la preparación del suelo es el primer paso necesario para lograr la calidad de la fruta que se pretende producir (Castañeda, 2003). La textura franco arcillosa es la más apta para el cultivo de la piña.

En suelos vírgenes se realiza desmonte, chapia y quema de residuos; en esta labor son muy útiles los tractores de hoja topadora, por su fuerza para arrancar arbustos y remover raíces; durante el desmonte se evitará estropear las capas superiores del suelo, que son las más ricas en nutrientes que las plantas requieren (Castañeda, 2003).

#### **4.13.9. Encamado del cultivo de piña (*Ananas comosus L.*)**

En piña es frecuente sembrar en camas levantadas y en curvas de nivel con pendiente de 0 a 10%. (Castañeda, 2003). Una buena cama de siembra se logra con las siguientes labores, realizadas de manera oportuna y con alta calidad en su ejecución: chapeo, incorporación de residuos de cosecha, encalado dolomítico, barbecho, rastreos, nivelación, trazo de caminos primarios, secundarios y terciarios, así como la construcción de camas y drenes (Uriza, 2011).

#### **4.13.10. Tipos de semillas y sus características**

Aunque todo el material vegetativo de la planta de piña (hijos, corona y tallo) es viable como semilla, las estructuras más utilizadas son la corona y los hijos y entre estos dos los hijos son los que se llevan la preferencia dado que la corona es menos utilizada ya que es parte del fruto (Castañeda, 2003).

Los hijos son producidos por la planta hasta las seis semanas después de la cosecha, para disponer de semillas se deja un hijo por planta y se le aplica regulador para controlar su crecimiento en un periodo de tiempo determinado (Castañeda, 2003).

#### **4.13.11. Selección de la semilla**

- ✓ Debe ser fresca.
- ✓ Debe estar libre de enfermedades o infecciones como: Marchitez por cochinilla, Phytophthora, Fusarium, entre otras.
- ✓ No debe estar dañada ni quebrada.
- ✓ Las coronas deben ser únicas y tener un largo mínimo de 20 cm.
- ✓ Semillas sin espinas.

El éxito inicial de la etapa de establecimiento de un cultivo de piña depende en gran proporción de un material de siembra el cual se selecciona; el tamaño, el peso y la calidad son las determinantes. En este sentido son convenientes seleccionar y sembrar en categorías de peso buscando la uniformidad de la plantación (Castañeda, 2003).

#### **4.13.12. Variedades de piña**

##### **4.13.12.1. Grupo Queen**

Estos poseen hojas cortas y muy espinosas, sus espinas poseen puntas curvas lo que las hace más peligrosas, verde más tenue que el de la cayena; flores lilas, pedúnculo corto de 7 a 12 cm, y fruto pequeño con un peso de 3 libras (Castañeda, 2003).

#### **4.13.12.2. Grupo Spanish**

Esta posee hojas de 1.20 metros de longitud, angosta y espinosa, color verde oscuro con una banda central rojo cobriza típica; fruto en forma de manzana y muy grande, pedúnculo de 20 a 25 cm de largo y débil lo que le dificulta para sostener el fruto maduro (Castañeda, 2003).

#### **4.13.12.3. Grupo Abacaxi**

Es una planta erecta, hojas bordeadas de pequeñas espinas inclinadas hojas con un matiz rojo purpura, pedúnculo largo de 40 cm, fruto en forma piramidal con poco más de 3 libras de peso, pulpa blanquecina y corazón pequeño muy frágil, lo que le impide procesarse para obtener rodajas (Castañeda, 2003).

#### **4.13.12.4. Grupo Cayenne**

El principal representante de este grupo es la cayena lisa. Entre estas están la cayena lisa tipo Hawái, cayena lisa tipo Martinisa (se cultivó en Panamá, pero fue eliminada por su bajo rendimiento) y la de tipo champaca (posee un crecimiento vigoroso como respuesta a la fertilización; ofrece hasta un 90% de fruto de calidad y es muy susceptible a deficiencia de hierro) (Seminario sobre “Producción y manejo post cosecha de piña para exportación” El Salvador 9, 10 y 11 de diciembre de 2003).

#### **4.13.12.5. Híbrido MD-2**

Es un híbrido denominado originalmente 73-114 por el instituto de investigaciones en piña (Pineapple Research Institute) son plantas de crecimiento rápido y rápida obtención del fruto comercial ganando a la champaca hasta 3 meses en periodo de maduración, frutas de hombros cuadrados sobre un pedúnculo corto y dos o más retoños, la pulpa es firme con alta pigmentación, diferente a los clones de cayena lisa y es más susceptible a la pudrición de tallos y raíces que otros tipos de piña y es más exigente en potasio sus flores son amarillas y el peso de la fruta alcanza entre 4 a 8 libras (Castañeda, 2003).

#### **4.14 Siembra del cultivo de piña**

La piña es un cultivo que se siembra todo el año, esto ha ayudado a el uso de reguladores de crecimiento que inducen artificialmente la floración. Esto ya ha motivado que la piña se siembre en otoño, no solo para evitar la floración del cultivo durante el invierno, si no como un plan de oferta de frutas durante todo el año, la floración natural es un problema para el productor porque rompe la sincronización de la cosecha y la programación de venta y mercadeo del producto (FDA, s. f).

#### **4.15 Densidad y Distancia de siembra**

Las distancias de siembra de la piña, así como sus densidades, son variables según la finalidad del cultivo y pendiente del terreno (Muñoz, 2004).

La mayoría de los trabajos de investigación realizados sobre densidades de siembra en el cultivo de la piña, indican que el peso del fruto es mayor cuando las densidades de siembra son menores, es decir, que a menor distancia de siembra mayor es el peso del fruto y que a mayor distancia de siembra menor es el peso del fruto. Es decir, cuando se acortan las distancias de siembra se presenta un incremento en la producción por unidad de área (Barrera y Quevedo, 2008).

Del mismo modo, la calidad de la piña se relaciona directamente con la distancia de siembra utilizada para el cultivo, pues se ha observado que a distancias cortas las plantas presentan una posición más vertical y por tanto las hojas brindan mayor protección al fruto contra el "golpe de sol" (Barrera y Quevedo, 2008).

La siembra debe planearse con la finalidad de obtener mayores producciones y mejor calidad de la fruta, de igual manera esta debe facilitar el desarrollo de las labores culturales. Por lo tanto, la siembra de la piña se puede realizar en surco sencillo, doble surco y triple surco o más, dependiendo del destino de la producción, de las necesidades del agricultor y del nivel tecnológico con que cuente éste (Barrera y Quevedo, 2008).

La mayoría de investigadores coinciden en afirmar que las distancias y densidades de siembra son distintas para cada variedad de piña, que estas no tienen un rango

definido y que por ello la mejor distancia o densidad de siembra es aquella que permite obtener los máximos rendimientos por hectárea, en función de las necesidades del agricultor, del destino que se quiere dar a los frutos, las condiciones ecológicas locales y las variedades que se requieran utilizar (Barrera y Quevedo, 2008).

El sistema de siembra más generalizado en el cultivo de la piña es el doble surco, con el cual además de incrementar el rendimiento, se logra obtener uniformidad en el tamaño de los frutos y mejorando la apariencia de los mismos. Con este sistema de doble surco se logra por efecto del sombrero reducir las pérdidas de agua del suelo por evaporación y disminuir la presencia de arvenses en los estratos inferiores del cultivo bajas (Barrera y Quevedo, 2008).

#### **4.16 Control de arvenses**

Las arvenses compiten con los cultivos por agua, luz, nutrientes y por espacio,

Disminuyendo la capacidad fotosintética de las plantas, además de ser hospederas de plagas y enfermedades. La pina no compete con las arvenses, por lo cual se debe hacer un buen control de ellas. El control depende del tipo de arvenses, el sistema de siembra empleado para el cultivo, el estado de desarrollo del mismo y el tipo de suelo donde se establezca el cultivo (Barreras y Quevedo, 2008).

En piña, el control de maleza inicia con una adecuada preparación del terreno, incluyendo destronque, chapeado, recolección y quema de residuos vegetales o incorporación. Posteriormente la labranza incorpora el resto de residuos y desmenuza el suelo, para facilitar la acción de los herbicidas pre y post emergentes (Castañeda, 2003)

También es necesario realizar de 2 a 3 deshierbes manuales, para desmanchar o eliminar la maleza que sobrevive a la acción química (Castañeda, 2003)

#### **4.17 Fertilización del cultivo de piña**

La dosis de abono a aplicar a una parcela de piña depende de las recomendaciones del análisis del suelo, la mayoría de los suelos no satisfacen los requerimientos nutricionales de la piña en consecuencia es necesario abonarlos.

Se recomienda hacer aplicaciones de abono completo, urea y micro elementos. De estos últimos las presentaciones comerciales de abonos foliares los incluye, por consiguiente, se recomienda lo mismo (Castañeda, 2003).

##### **4.17.1. Fertilización foliar**

Después de los 90 días de siembra se realiza la fertilización foliar a intervalos de 10, 12 o 15 días según las necesidades, las condiciones del clima y los requerimientos de la planta. Las fuentes de N-P-K foliares ya vienen en las formulaciones comerciales, por ejemplo, urea nitrato de amonio, nitrato de potasio entre otros (Castañeda, 2003).

Las formas determinadas para las aplicaciones de fertilizantes químicos en el cultivo de la piña pueden hacerse de las siguientes formas:

- ✓ Sólido.
- ✓ Líquida.

Los fertilizantes sólidos se deben aplicar en las axilas de las hojas bajas viejas y no en el cogollo porque se puede causar necrosis o muerte de las hojas. La fertilización líquida si se puede aplicar en el cogollo de la planta o en las axilas de las hojas bajas (Barrera y Quevedo, 2008).

#### **4.18 Principales plagas del cultivo de piña (*Ananas comosus L.*)**

Se extrajo la planta completa y se realizó una determinación subjetiva de la calidad del sistema radical por su largo y volumen. Además, se hicieron observaciones entre las raíces y las hojas secas en la base del tallo, con el fin de identificar y cuantificar las principales plagas de esta etapa, las cuales son: Sinfilidos y Caracol (Rodríguez, s.f.).

#### 4.18.1. Cochinilla Harinosa (*Dysmicoccus brevipes*)

Pertenece al orden Homóptero y la súper familia Coccidea (Castro y Hernández 1992). Las cochinillas, son pequeñas, están cubiertas por una capa cerosa y blanca viven en colonias y se ubican en casi todas las partes de la planta: en las raíces laterales, en la base del tallo y de las hojas, en el pedúnculo del fruto, en el fruto en desarrollo y dentro de los ojos del fruto (Bartholomew *et al.* 2003; Montilla *et al.* 1997).

Habito y daño:

- ✓ Esta plaga ataca cualquier parte de la planta durante todo el ciclo del cultivo. Las hembras maduras y ninfas chupan savia de los tallos y raíces secretando toxinas que provocan el retardo del crecimiento y el desecamiento de la planta. Los síntomas de la presencia de esta plaga se distribuyen en parches en la plantación.
- ✓ Las cochinillas son vectores del Virus conocido como el virus de Wilt, que provoca un desecamiento del ápice hacia la base de la hoja y un enrollamiento en el borde de las hojas más afectadas. La plaga puede ingresar por las flores abiertas al interior de cada frutículo, lo que representa un problema de rechazo en planta empacadora de difícil control por este motivo el período crítico de control se localiza entre la semana 7 y 10, después de la inducción floral. Las cochinillas presentan una relación simbiótica con hormigas del género *Solenopsis sp* (hormiga de fuego), *Pheidole sp* (hormiga cabezona) (Rodríguez, s. f).

Manejo y control:

- ✓ Reducir la presencia de colonias de hormigas en callejones y alrededores de los lotes de siembra.
- ✓ Mantener limpio de malezas los alrededores de la plantación para prevenir la presencia de colonias de hormigas.

- ✓ Monitoreo de la población de cochinillas en plantación y en frutas, para definir aplicaciones no programadas.
- ✓ Control biológico; favoreciendo la proliferación de parásitos y depredadores eficientes.
- ✓ Control químico; sumergir la semilla antes de la siembra en soluciones que contengan insecticidas tales como; Diazinón 60 E. C (de 2.5 a 4 por 2.400 litros de agua).

#### **4.18.2. Mariposa del fruto o barrenador de la piña (*Thecla basilides*)**

Es una pequeña mariposa de 2 cm de envergadura. Se reconoce esta familia por su prolongación en las alas, colocadas en el extremo posterior de éstas. El adulto es color gris azulado con puntos anaranjados con negro en los extremos inferiores de las alas. El huevo es elíptico de color claro y mide menos de 1mm. La larva es rosada y robusta, la pupa es obrecta (característica de los lepidópteros) y de color café brillante (Rodríguez, s. f).

Estas mariposas son diurnas, se encuentran cerca de áreas boscosas y donde existen malezas, de las cuales chupan el néctar de las flores. En las plantaciones de la piña el adulto es atraído por las flores entre la semana 7 a 12 después de inducción floral. Las hembras colocan los huevos en las brácteas de la fruta antes de que se abran las flores. Las larvas de color rosado penetran por la base carnosa de la bráctea, llega a las bases florales, y por último penetra al fruto causando cavidades internas.

Los frutos afectados presentan una exudación gomosa de color ámbar la cual se endurece al contacto con el aire. Al salir la larva deja un orificio en el fruto, el cual puede servir de entrada a hongos o bacterias. El daño de las larvas de la *Thecla* en la mayoría de las fincas, oscilan entre un 5 y 10%, no obstante, algunos lotes han alcanzado pérdidas de hasta el 50% cuando el control no se realiza adecuadamente (Rodríguez, s. f).

Métodos de control:

- ✓ Monitoreo y trampeo de los adultos con bolsas de color rojo impregnadas de sustancias adhesivas, principalmente alrededor de zonas cercanas a bosques o tacotales.
- ✓ Control químico; ya sea con Diazinón o Corsario en dosis de 250 cc por 200 litros de agua o sea 2.5 litros por Ha.

#### **4.18.3. Sífilidos (*Hanseniella spp*, *Scutigarella spp*, *Symphylella spp*)**

Son pequeños miriápodos o "ciempiés" que se mueven muy rápido en el suelo y devoran el ápice de la raíz, favoreciendo la entrada de patógenos. De no hacerse control oportunamente pueden acabar el cultivo (Salazar, 1994).

Se alimentan de las secciones más jóvenes de las raíces, provocando el síntoma de escoba de bruja, con lo que se afecta la absorción de elementos nutritivos, y por tanto se reduce el crecimiento y los rendimientos del cultivo. Pueden vivir por varios años y resistir meses sin comer. Los suelos húmedos, profundos, sueltos y con alto contenido de materia orgánica favorecen su reproducción. En los primeros 3 meses de desarrollo de plantación son críticos para el control de esta plaga, su presencia se observa en la plantación como parches grandes y en caso avanzado los síntomas son generalizados en todo el cultivo (Rodríguez, s. f).

Métodos de control:

- ✓ Realizar una adecuada preparación de terreno, que permita controlar que la humedad del suelo no sea excesiva, e incorporar los residuos de plantación.
- ✓ Construcción de drenajes eficientes dentro de las plantaciones para el control de humedad.
- ✓ Realizar muestreos de población en plantaciones jóvenes.
- ✓ Eliminar plantas de piña en crecimiento en etapas de preparación de terreno (plantas voluntarias).

- ✓ Las aplicaciones programadas de nematicidas permite el control cruzado de esta plaga.

#### **4.18.4. Caracol (*Opeas pumilum* y *Cecillioides aperta*)**

Los caracoles son moluscos pequeños que causan daño en las raíces de la piña, provocando amarillamiento y retraso en el crecimiento. En las raíces pueden provocar el síntoma de “escoba de bruja” y también la ausencia total de raíces en las plantas afectadas. Los suelos húmedos y con mucha materia orgánica favorecen su desarrollo. Se pueden presentar a lo largo de todo el ciclo de cultivo. Existen otros géneros que afectan al cultivo de la piña, pero no son tan frecuentes como los dos anteriores, entre estos están: *Subulina octona* y *succinia costarricana* (Masis, s. f).

Hábito y daño:

- ✓ Los caracoles se localizan en los primeros 10 centímetros de suelo, cerca de las raíces donde se alimentan de los ápices principalmente. Se alimenta también de raíces de malezas como *Rottboellia cochinchinensis*, *Eleusine indica* y *Emilia sp.*

Su daño provoca síntomas de enanismo, des-uniformidad en la plantación (parches) coloración rojiza y hojas angostas. Por otro lado, las etapas iniciales (primeros 4 meses) son las más susceptibles a su daño (Masis, s. f).

Métodos de control de *Opeas pumilum*:

- ✓ Muestreo en las etapas iniciales del cultivo.
- ✓ Manejo adecuado de la humedad de los terrenos con construcción de drenaje u otras prácticas.
- ✓ Una adecuada preparación de terreno que permita la eliminación de los residuos vegetales de la superficie del suelo.
- ✓ Aplicación de insecticidas-nematicidas.

## **4.19 Enfermedades**

### **4.19.1. Pudrición del cogollo**

Es producida por el hongo *Phytophthora cinnamoni* Rands. Ataca en las primeras semanas después de la siembra. La enfermedad se caracteriza por una pudrición blanca y blanda en la base de las hojas. Comienza por cubrir una pequeña parte del costado de la base de las hojas y luego se extiende hacia arriba solamente, hasta alcanzar la parte verde y sólida de los tejidos y en ocasiones desciende hasta llegar al tallo o tronco. Al principio la enfermedad ataca solamente las hojas centrales o cercanas a ésta y en casos más avanzados ataca la corona (Johnston, 1981).

### **4.19.2. Pudrición rosada de las raíces**

Enfermedad causada por el hongo *Fusarium moniliforme* Sheldon. La enfermedad se caracteriza por la pudrición de la corteza de las raíces, la cual se desprende. El cilindro central de ésta toma una coloración rosada, la planta se amarilla y finalmente se seca (Rojas y Aguilera, 1999).

### **4.19.3. Importancia de las hormonas vegetales (fitohormonas)**

Las hormonas vegetales o fitohormonas son aquellas sustancias sintetizadas en un determinado lugar de la planta y que se translocan a otro donde actúan a muy bajas concentraciones, regulando el crecimiento, desarrollo, reproducción y otras funciones de las plantas. Existen cinco grupos principales de hormonas y reguladores de crecimiento, las auxinas, giberelinas, citoquininas, el ácido abscísico y el etileno (Rojas, et al. 2004).

## **4.20 Hormonas Vegetales (fitohormonas)**

### **4.20.1. Auxinas**

Este grupo de hormonas cuyo nombre proviene del término griego y que significa “crecer”, le es dado a un grupo de compuestos que estimulan la elongación. Esta sustancia está químicamente relacionada con el ácido indolacético (IAA) que es forma

predominante, aunque se ha visto que existen otras auxinas indólicas naturales en las plantas (Whipker, 2006).

Algunas son naturales y otras sintéticas, se conocen el ácido indolacético (AIA), ácido naftalacético (ANA), ácido indolbutírico (AIB), 2, 4,-D y 2,4,5-T. El ácido indol-3- acético o AIA es la más conocida, es una hormona natural que se produce en los ápices de los tallos, meristemos y hojas jóvenes de yemas terminales, de allí migra al resto de la planta en forma basipétalo (de arriba para abajo), durante su circulación, la auxina reprime el desarrollo de brotes axilares laterales a lo largo del tallo, manteniendo de esta forma la dominancia apical (Rojas, et al. 2004).

La función o modo de acción de las auxinas, se sitúa principalmente a nivel de las membranas celulares, donde se modifican la permeabilidad de ésta, llevando consigo también una modificación del funcionamiento celular y activando su metabolismo, esto tiene efecto sobre la división y crecimiento celular, la atracción de nutrientes y de otras sustancias al sitio de aplicación, además de las relaciones hídricas y fotosintéticas de las estacas, entre otros aspectos (Rojas, et al. 2004).

#### **4.20.2. Citoquininas**

No son las auxinas las únicas fitohormonas que requieren una planta para su crecimiento; requieren también de otro tipo de ellas que favorezca la multiplicación de las células. Las citoquininas son compuestos con una estructura que se asemeja a la adenina, y que promueven la división de células en tejidos no meristemático, teniendo otras funciones, estos compuestos se han encontrado en todas las plantas, particularmente en los tejidos que se dividen de forma activa como meristemos, semillas en germinación, frutos en maduración y raíces en desarrollo. Los estudios sobre la acción de las citoquininas en la división celular han demostrado que son necesarias en algunos procesos posteriores a la replicación del ADN anterior a la mitosis (Whipker, 2006).

Se encuentran en forma natural y sintética, las más conocidas son: zeatina, kinetina y benzilaminopurina (BAP). Son producidas en las zonas de crecimiento, como los meristemos, en la punta de las raíces (zonas próximas del ápice) y son transportadas

vía acropétala (de abajo hacia arriba), moviéndose a través de la savia en los vasos correspondientes al xilema desde el ápice de la raíz hasta el tallo o brote, estimulando la división celular en tejidos no meristemáticos (Rojas, et al. 2004).

Su presencia es positiva porque actúan en interacción con las auxinas en el papel que ellas ejercen sobre la des diferenciación y sobre la división celular, es importante realizar un justo equilibrio auxinas/citoquininas. Los efectos de la auxina son evidentes sobre la rizogénesis, por lo que es probable que las citoquininas en interacción con otras sustancias causen el mismo efecto (Rojas, et al. 2004).

#### **4.20.3. Giberelinas**

Las giberelinas son el grupo más numeroso de hormonas vegetales que se conoce en la actualidad. Actualmente hay más de 90 giberelinas aisladas de tejidos vegetales, que han sido identificadas químicamente. Varían algo en estructura y también en actividad (Whipker, 2006).

Son sintetizadas en los primordios apicales de las hojas, en las puntas de las raíces y en semillas en desarrollo, no muestra el mismo transporte fuertemente polarizado como el observado para la auxina, aunque en algunas especies existe un movimiento basipétalo en el tallo. Su principal función es incrementar la tasa de división celular (mitosis) estimulando la división y elongación celular (Rojas, et al. 2004).

#### **4.20.4. Abscísico**

Es un inhibidor natural del crecimiento celular y la fotosíntesis, por lo tanto, tiene efectos contrarios a los de las hormonas de crecimiento (auxinas, giberelinas y citoquininas). El ácido abscísico se encuentra en todas las partes de la planta, principalmente en la base del ovario, semillas y frutos jóvenes y su síntesis ocurre en las yemas (Rojas, et al. 2004).

#### **4.20.5. Etileno**

Es un gas, un hidrocarburo no saturado muy diferente a otras hormonas vegetales naturales. El etileno es producido esencialmente por todas las partes vivas de las

plantas superiores, su cantidad varía con el órgano y tejidos específicos y de acuerdo con el desarrollo y su crecimiento. El efecto del etileno sobre las plantas varía ampliamente. Ha sido implicado en la maduración, abscisión, floración y otras respuestas. Las funciones principales el etileno son: promover la maduración de los frutos, la senescencia (envejecimiento), caída de las hojas y geotropismo en las raíces (Rojas, et al. 2004).

#### **4.20.6. Jasmonatos**

Los jasmonatos JA, incluyen el ácido jasmónico, sus ésteres y otros metabolitos intermedios. Son ciclopentanonas cuyos niveles se incrementan rápidamente en respuesta a perturbaciones mecánicas, ataques de insectos o infecciones por patógenos. Se ha demostrado el papel de los jasmonatos como mecanismos de defensa a pestes, patógenos y estrés abiótico, así como también su participación en la formación de zarcillos, maduración de semillas, producción de polen y crecimiento de raíces, entre otros. Srivastava (2002).

Regulan la respuesta de defensa frente a estrés hídrico, radiación UV y ozono, entre otros tipos de estrés, además están involucrados en mecanismos de transducción, desarrollo reproductivo, senescencia y partición del carbono y a partir del estudio de mutantes se ha podido dilucidar su papel en la maduración del polen y de los estambres (Browse y Howe 2008 citado por Cruz, Melgarejo y Romero, s.f.).

#### **4.20.7. Ácido salicílico**

El ácido salicílico es un compuesto fenólico presente en todos los órganos vegetales. Tiene impacto significativo tanto en el desarrollo y crecimiento de la planta, como en los procesos de fotosíntesis y transpiración ya que está relacionado con la toma y transporte de iones, así como con, la estructura de los cloroplastos y la anatomía de la hoja. Por otra parte, se le ha asignado una fuerte responsabilidad como señal endógena en la resistencia a patógenos y en la Resistencia Sistémica Adquirida SAR (Santner y Estelle, 2009 citado por Cruz, Melgarejo y Romero, s.f.).

Aunque está bien establecido que se requiere acumulación de ácido salicílico en los tejidos sistémicos localizados, para inducir una respuesta inmune tipo SAR, muchos de los componentes de la señalización y cómo cooperan para inducir la respuesta permanecen aún desconocidos o pobremente caracterizados (Vlot *et ál.* 2009 citado por Cruz, Melgarejo y Romero, s.f.).

#### **4.20.8. Brasinoesteroides**

La familia de los brasinoesteroides (BRs) está constituida por polihidroxi-esteroides ubicuos en los tejidos vegetales; sus funciones se relacionan positivamente con la elongación y división celular en tallos, el desarrollo de tubo polínico, la diferenciación del xilema y el desenrollamiento de las hojas. Fueron descubiertos a partir de extractos de polen, en los que se observaban compuestos activos con propiedades similares a las gibelinas, pero que se diferenciaban de estas en cuanto a los patrones de crecimiento y curvatura de tallos. Los más comunes en plantas superiores son castasterona y brasinólida (Srivastava, 2002 citado por Cruz, Melgarejo y Romero, s.f.).

## **V. Metodología y Materiales**

### **5.1. Ubicación del área de estudio**

El estudio se realizó en el Laboratorio Natural de la Universidad URACCAN, ubicada a 5 km del municipio de Nueva Guinea, colonia Jerusalén R.A.C.C.S a partir del mes de abril del año 2016 hasta el mes de abril del año 2017.

Como se muestra en el croquis de la finca (Anexo 2) el área donde se llevó a cabo el estudio fue específicamente en la parcela número 3 (cultivos anuales).

### **5.2. Enfoque de la investigación**

El tipo de estudio respondió a un enfoque cuantitativo ya que brindó datos numéricos y resultados estadísticos en cada uno de los tratamientos en el cultivo de piña (*Ananas comosus L.*) variedad MD-2.

### **5.3. Tipo de investigación**

La investigación fue de tipo experimental ya que se estableció un diseño experimental y a su vez se valoraron las variables previamente identificadas con la aplicación de diferentes tratamientos. Estos permitieron determinar el desarrollo radicular del cultivo de piña (*Ananas comosus L.*) variedad MD-2.

Se estableció un B.C.A (bloques completamente al azar) en un área total de 400 m<sup>2</sup> el cual el tamaño de los bloques fue de una distancia de 324 m<sup>2</sup>. Los tamaños de las parcelas fueron de 14.85 m<sup>2</sup> (3.3 mt de largo x 4.5 mt de ancho) (Anexo 3 y 4).

### **5.4. Población y Muestra**

La población fue constituida por el total de individuos del área experimental, el cual correspondió a 960 plantas de piña variedad MD-2 distribuidas en un área total de 400 m<sup>2</sup> (Anexo 3).

Por otra parte, la muestra corresponde al número de hijos que se encuentran en la parcela útil el cual equivale a 192 plantas de piña distribuidas en un área de 1.05 m<sup>2</sup> (Anexo 4).

El tipo de muestreo que se realizó fue al azar ya que este diseño permite que todas las plantas tengan igual probabilidad de ser seleccionadas. Se eligió 12 plantas por parcela sin repetir las camas de siembra en los diferentes puntos de muestreo para la evaluación y posteriormente realizar el análisis del estudio.

### 5.5. Descripción de los tratamientos

**Tabla 1:** Tratamientos aplicados

<b>Código</b>	<b>Tratamiento</b>	<b>Dosis</b>
T1	Aplicación de Root-plus 24 SL® al sistema radicular del hijo de piña	84ml/20L
T2	Aplicación de Ácido Giberélico 10%® al sistema radicular del hijo de piña.	84ml/20L
T3	Aplicación de IBA 98%® al sistema radicular del hijo de piña.	1g/20L
T4	Testigo, no se le aplica producto estimulador del crecimiento.	No se le aplicó ningún tipo de fitohormona. El manejo fue similar.

Uno de los bio-estimulantes naturales que promueve el crecimiento de las raíces es el Root-plus 24 SL® esta mejora el desarrollo de plántula para garantizar la cantidad y la calidad de alto rendimiento. Dispone de crecimiento natural de la planta y promotores de rendimientos con una alta concentración de aminoácidos, nitrógeno orgánico, fósforo, potasio y promueve la absorción de macro y micronutrientes disponibles en el suelo (Marketing ARM International).

Por otro lado, está el tratamiento dos o ácido Giberélico 10%® (GA3) es presentado en forma de polvo y líquida. Sin embargo, se utilizó la presentación en polvo. Este favorece el crecimiento vegetativo mediante la división y/o elongación celular, en las regiones meristemáticas, promoviendo así el desarrollo y crecimiento de la planta. Induce también en el crecimiento del fruto (Marketing ARM International).

Otro de los tratamientos aplicados a los hijos de piña fue el ácido indolbutírico (IBA) 98%® su función es promover la elongación y crecimiento de los tallos, a su vez ayuda a la formación de raíces adventicias, la inhibición de la hoja de la abscisión, promueve la división celular, inducción de producción de etileno, promueve también la inactivación de yemas laterales, entre otros (Marketing ARM International).

Finalmente está el testigo (T4) el cual el manejo fué similar al de los tratamientos anteriores, sin embargo, a este no se le realizó ningún tipo de fitohormonas (tabla 1).

## **5.6. Análisis de suelo**

Antes de establecer un cultivo se debe conocer las características físicas y químicas que presenta el suelo por tanto de acuerdo al estudio de suelo realizado en el 2014 por el Laboratorio de suelos y agua LABSA, UNA (Anexo 1). La Finca Laboratorio Natural URACCAN, Nueva Guinea, mediante diferentes puntos de muestras que realizaron, el estudio de suelo presentó altos contenidos de materia orgánica (2,27%) Con PH de 4,98 presenta también 0,11 ppm de Nitrógeno, 0,00 ppm de Fósforo. La deficiencia de este nutriente es muy pobre lo que influye de gran manera para el desarrollo del cultivo de piña. Sin embargo, este fue suplido mediante la fertilización que se le realizó a las plantas de piña (tabla 6). Presenta un 2,01 Me/100 g de suelo de Calcio y 1.19 de Magnesio. En cuanto al análisis físico la finca presenta el 49,6% de Arcilla, 38% de Limo y 12,4 % de Arena. Dando como resultado suelos arcillosos según el análisis físico, presentando así características ideales para el establecimiento del cultivo de piña.

### 5.7. Establecimiento del cultivo de piña (*Ananas comosus L.*)

Primeramente, se preparó el terreno de forma manual mediante labranza mínima el cual consistió en aplicar herbicidas en el lote de forma escalonada, este fue de forma sistémica ya que así causó la muerte de los arvenses que luego estos se secaron y descompusieron incorporándose al suelo.

Este método permitió algunas ventajas en cuanto a manejo y conservación de suelo, brindando mejor capacidad de infiltración de agua y retención de la misma. También, se manejó de forma adecuada el control de arvenses, hubo un mínimo volcamiento de plantas y la fertilización fue de forma eficiente. Posteriormente se estableció el encamado según las dimensiones el cual fueron 30 cm entre plantas, 40 cm entre hileras y 1 mt entre calles (Anexo 3). Tomando en cuenta que la pendiente del terreno era de un 8%.

Una vez preparado el suelo se realizó la compra de hijos de piña de tipo axilar. La selección de la semilla fue establecida según los pesos que se muestran en la tabla 2.

**Tabla 2:** selección de la semilla del cultivo de piña (*Ananas comosus L.*).

Tipo de Semilla	Categoría	Peso
Basal y Axilar	Chica	300 –400gr
	Mediana	401 –500gr
	Grande	501 –600gr

Las aplicaciones de las fitohormonas estimuladoras de crecimiento se hicieron en tres momentos: antes de la siembra, a los 21 días después de la siembra y a los 45 días después de la siembra.

La cura de los hijos se realizó aplicando:

**Tabla 3:** Aplicación de fungicidas e insecticidas.

Carbendazin®	Fungicida	20L	50ml/aplic.
Clorpirifos®	Insecticida	20L	10ml/aplic.

El tratamiento de semilla consistió en sumergir los hijos en un tiempo de 5 segundos en una solución que contenía; fungicida, insecticida y enraizador con las dosis mencionadas anteriormente.

La evaluación del ensayo se realizó una vez por mes tomando en cuenta que fueron cuatro meses de evaluación. Se seleccionó una planta al azar por tratamiento y réplica. Se realizaron las mediciones correspondientes anotando en los instrumentos respectivos de acuerdo a las variables previamente establecidas.

Los controles de arvenses se realizaron de forma manual cuando esta alcanzaba los primeros 10 cm de altura se deshirió el área de estudio.

**Tabla 4:** Aplicación al terreno.

<b>Glifosato®</b>	<b>20L</b>	<b>50ml</b>
-------------------	------------	-------------

### **5.8. Encalamiento (Nutrical plus®)**

La importancia radica en mejorar las propiedades fisicoquímicas del suelo para que permita un mejor desarrollo de sus cultivos, que consiste en la adición al suelo de algún compuesto que contiene calcio o mezcla de calcio y magnesio que es capaz de reducir la acidez.

Tomando en cuenta que de una buena enmienda dependió en gran medida el aprovechamiento del fertilizante.

Posterior a esto se aplicó nutrical plus (6000g) para la modificación de la estructura del suelo.

El agua que requiere la planta fue suplida por el periodo lluvioso ya que esta requiere una precipitación entre 1,500 y 3,500 mm anuales.

El ensayo se evaluó durante los primeros 4 meses del cultivo, dicho periodo correspondió desde el establecimiento hasta la producción de raíces.

**Tabla 5:** Descripción del ensayo

<b>Tratamientos</b>	<b>Réplicas</b>	<b>Combinación</b>
T1: Aplicación de Root-plus 24SL® al sistema radicular del hijo de piña	1	T <sub>11</sub>
	2	T <sub>12</sub>
	3	T <sub>13</sub>
	4	T <sub>14</sub>
T2: Aplicación de Ácido Giberélico 10%® al sistema radicular del hijo de piña.	1	T <sub>21</sub>
	2	T <sub>22</sub>
	3	T <sub>23</sub>
	4	T <sub>24</sub>
T3: Aplicación de IBA 98%® al sistema radicular del hijo de piña.	1	T <sub>31</sub>
	2	T <sub>32</sub>
	3	T <sub>33</sub>
	4	T <sub>34</sub>
T4: Testigo, no se le aplica producto estimulador del crecimiento.	1	T <sub>41</sub>
	2	T <sub>42</sub>
	3	T <sub>43</sub>
	4	T <sub>44</sub>

### 5.9. Manejo del ensayo

El manejo se realizó de manera uniforme el control de malezas se realizó de forma manual, la fertilización se realizó haciendo agujeros de 8 centímetros entre las plantas pesando cada una de las dosis a aplicar. Las fuentes de agua en la Finca Laboratorio Natural URACCAN eran permanentes, en cuanto a la aplicación de insecticida y fungicida se aplicaron cada 15 días utilizando bomba de fumigación aplicándolo de manera uniforme en el cultivo de piña.

### 5.10. Duración del estudio

Este ensayo tuvo una duración de cuatro meses, fue evaluado desde el mes de Noviembre del 2016 hasta el mes de febrero del 2017. Tiempo necesario para obtener la información sobre el estudio Desarrollo Radicular del cultivo de piña (*Ananas comosus L.*) Variedad MD-2 aplicando tres estimuladores de crecimiento.

### 5.11. Dosificación de fertilización

Tabla 6: Ciclo de aplicaciones.

Producto	Dosis	Vol. Agua	1	2	3	4	5	6	7	8	9	Total (g/ml)
Urea 46%®	G	---	640	640	640	640	640	1000	1000	1000	1000	7200
Mopsol 62K®	G	---	800	800	800	800	800	1000	1000	1000	1000	8000
12-30-10®	G	---	40	40	40	40	40	40	40	40	40	360
Nitrato de calcio®	G	---	---	24	---	24	---	24	---	24	---	96
Sulfato de zinc®	G	---	24	---	24	---	24		24		24	120
Sulfato de magnesio®	G	---	16	16	16	16	16	16	---	32	---	128
Newfol plus®	MI	20	25.6	---	25.6	---	25.6	---	25.6	---	25.6	128
Boroerogra®	MI	20	---	25.6	---	25.6	---	25.6	---	25.6	---	102.4

## 5.12. Variables Medidas

### 5.12.1. Biomasa Radicular

Para realizar la medición de la biomasa, se hicieron cortes de 10 cm una vez por mes luego de la aplicación de los tratamientos se pesó para determinar el volumen de masa obtenida para las raíces.

Las mediciones fueron establecidas en cuatro periodos con intervalos de 30 días.

### 5.12.2. Área Radicular

La piña posee un sistema radicular superficial, cuya extensión varía de acuerdo con el suelo y el estado nutricional de la planta. Las raíces no se extienden mucho lateralmente (FDA, s.f.).

La penetración de las raíces no es muy profunda y su vida es corta.

Para determinar el área radicular fue aplicada la fórmula para medir área de copa a través de la sombra, la cual consiste en obtener mediciones de diámetros de diferentes posiciones para posteriormente aplicar la fórmula:

$$Dc = \frac{\sum_{i=1}^n Dci}{n}; Ac = \frac{\pi}{4} D^2 c$$

Dc: Diámetro de copa promedio (cm)

Dci: Diámetros de copa medidos (cm)

Ac: Área de copa (m<sup>2</sup>)

Al aplicar estas ecuaciones nos permitió determinar el área radicular alcanzada por las raíces.

### **5.12.3. Anclaje**

Las raíces usualmente penetran y se extienden entre los 15 cm y 30 cm de profundidad.

Una vez realizada la siembra se midió la **longitud** radicular alcanzada cada 30 días, para esto se utilizó una regla flexible de 30 cm midiendo las raíces primarias y adventicias.

Estas sub-variables determinaron el anclaje alcanzado por la planta en cada uno de los tratamientos previamente establecidos.

### **5.13. Plagas del cultivo de piña (*Ananas comosus L.*) variedad MD-2**

El muestreo se realizó al azar basado en la observación y esto permitió determinar de forma objetiva la incidencia de plagas, a estas se les dio el manejo agronómico respectivo y el muestreo fue realizado en cuatro frecuencias con intervalos de 30 días.

### **5.14. Procesamiento y Análisis de la Información**

El análisis fue determinado por medio de un procesamiento utilizando INFOSTAT versión 2017 y además con la ayuda del programa Office Excel 2010, esto permitió el análisis concreto de la información y permitió establecer correlaciones entre las variables determinadas.

### **5.15. Materiales utilizados**

Para el establecimiento del cultivo se recolectaron los siguientes materiales a utilizar:

- Hijos de piña el cual estos fueron de tipo axilar.
- un barril
- Bio-estimulantes (Root-plus 24 SL, Bioggib 10%, IBA 98%).
- Fertilizantes.
- Jeringas (10 ml).
- Cinta métrica de 50 metros.

- Libreta de campo.
- Lapicero.
- Regla flexible.
- Cámara Fotográfica.
- Bolsas plásticas.
- Machete de 14”.
- Rastrillo.
- Pala redonda.
- Piocha.
- Bomba de fumigación.
- Estacas.
- Cabuyas.
- Azadón.

## **VI. Resultados y Discusión**

### **6.1. Efecto de los estimuladores del crecimiento en la Biomasa Radicular del cultivo de piña variedad MD-2**

El efecto de biomasa radicular tubo diferencias estadísticas en los colinos con aplicación de Root-plus como se demuestra en la tabla 7. Estos son visibles entre los 60, 90 y 120 días de evaluación. En cuanto a las medias, se mostraron ligeras diferencias entre los resultados.

Otro de los tratamientos es el Biogib y en este no difiere entre los cuatro meses de evaluación. En cuanto al ácido indolbutírico (IBA) se identificaron diferencias estadísticas durante los cortes evaluados ya que la diferencia existe entre los 30 y 120, 60 y 120, 90 y 120 tomando en cuenta que entre los días 30, 60 y 90 no existe diferencias estadísticas entre ellos según grupos DUNCAN.

Sin embargo, el testigo no presentó diferencia significativa durante el periodo evaluado y a su vez se mostró una pequeña diferencia entre los cálculos de las medias.

Datos importantes son los que brinda la Universidad (*EARTH, 2011 citado por Castañeda, 2003*) el desarrollo de biomasa radicular es un factor importante para el anclaje de las plantas de piña, pero puede ser una limitante en la producción debido a su sistema radicular muy superficial que algunas veces causa problemas de volcamiento y con ello pérdida de fruta.

Treinta días después de la siembra, la Piña comienza a emitir raíces que están en 2 a 3 pulgadas de la base. De manera que la planta cuente con nutrientes suficiente para emitir una cabellera de raíces exuberantes y sanas (*Manual técnico, 1999*).

**Tabla 7:** Efectos de estimuladores del crecimiento sobre la Biomasa Radicular (gramos).

Tratamientos	Edades			
	30 días	60 días	90 días	120 días
T1 (Root-plus24 SL)	1.05 ab	3.15 b	4.08 a	5.88 a
T2 (Bioggib 10%)	0.70 a	2.75 a	4.00 a	4.78 a
T3 (IBA 98%)	1.48 b	3.48 b	5.45 b	6.98 a
T4 (Testigo)	0.45 a	2.60 a	3.53 a	4.35 a
Pr>F	<b>0.01</b>	<b>0.00</b>	<b>0.00</b>	<b>0.14</b>
CV (%)	<b>42.71</b>	<b>8.56</b>	<b>11.30</b>	<b>29.38</b>

En la prueba de separación de medias a través de la prueba de rangos múltiples de DUNCAN podemos ver que si hay diferencia significativa entre los tratamientos en las diferentes etapas.

## **6.2. Efecto de los estimulantes de crecimiento radicular en el desarrollo del área de las raíces de piña MD-2**

En la tabla 8 se muestran los resultados obtenidos para la determinación de esta variable demostrando que existen diferencias significativas en los tratamientos evaluados dado que en la aplicación de Root-plus se encontraron diferencias entre el segundo, tercer y cuarto mes de evaluación, en cambio en el primer mes no existe diferencia estadística en comparación a los otros estudios.

Por otro lado, el ácido indolbutírico (IBA) tuvo diferencia en los cortes 30, 90 y 120 días de la evaluación dado que en la segunda etapa de evaluación no tubo diferencia estadística en comparación o los demás datos. Sin embargo, el T2 (Bioggib) no presentó diferencia significativa entre los cortes evaluados, sin embargo, de acuerdo

a los resultados de las medias se observaron aumentos en el último corte del cultivo. No obstante, el T4 o testigo, no demostró diferencias estadísticas según los grupos DUNCAN durante los cuatro periodos.

Los resultados demuestran la efectividad que tienen los estimuladores de crecimiento y que el aporte que les brindan a las plantas para que esta pueda obtener la mayor cantidad de nutrientes.

Para evaluar el estado nutricional de una planta es de gran importancia por eso se debe evaluar este sistema de cultivo ya que esto significa identificar, determinar o establecer la calidad y cantidad de nutrimentos disponibles presentes que tiene un suelo para la producción de una unidad agrícola (Fonseca, 2010).

**Tabla 8:** Efectos de estimuladores de crecimiento sobre el Área Radicular (Cm)

Tratamientos	Edades			
	30 días	60 días	90 días	120 días
T1(Root-plus24 SL)	7.28 ab	14.69 b	29.05 a	49.47 a
T2 (Bioggib 10%)	3.03 a	8.13 ab	16.83 a	71.83 a
T3 (IBA 98%)	9.36 b	13.28 ab	33.20 a	69.71 a
T4 (Testigo)	3.15 a	5.96 a	8.11 a	12.47 a
<b>Pr&gt;F</b>	<b>0.05</b>	<b>0.08</b>	<b>0.32</b>	<b>0.27</b>
<b>CV (%)</b>	<b>59.22</b>	<b>47.46</b>	<b>92.60</b>	<b>89.03</b>

En la prueba de separación de medias a través de la prueba de rangos múltiples de DUNCAN podemos ver que si hay diferencia significativa entre los tratamientos en las diferentes etapas.

### 6.3. Efecto de los estimulantes en el Anclaje Radicular de las plantas de piña variedad MD-2

Durante las etapas de crecimiento del cultivo de piña MD2, existieron algunas variaciones en las medias, ya que tanto en Root-plus, Bioggib e IBA mostraron resultados positivos tanto en el tercer como en el cuarto mes, siendo de esta manera el primer y segundo mes que se evaluaron resultados paulatinos (Tabla 9).

Sin embargo, no existe diferencia significativa según los grupos DUNCAN entre los tratamientos evaluados.

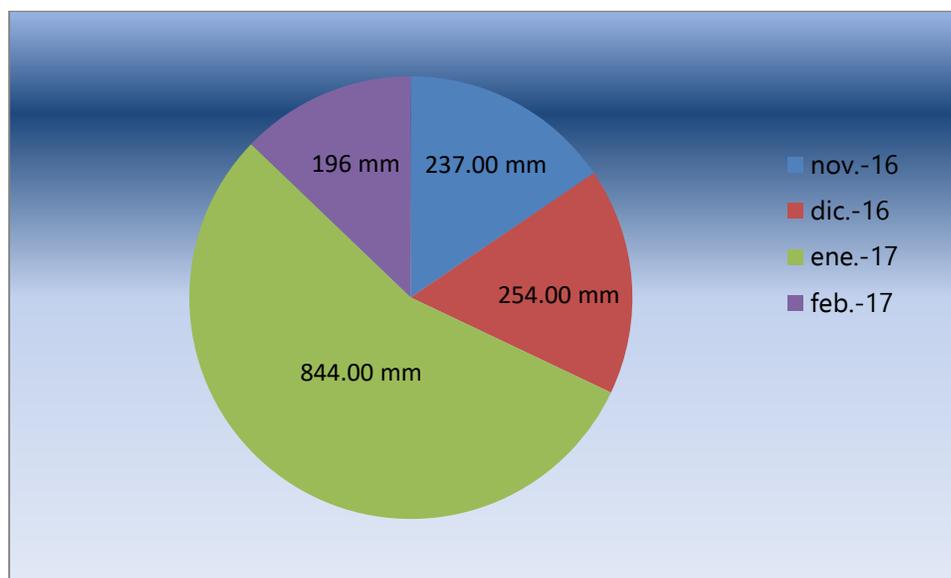
Reportes importantes son los datos facilitados por Castañeda (2003), en relación a que el sistema radicular de la piña es bastante superficial y por esta razón las características físicas del suelo, de estructura, aireación y humedad juegan un papel muy importante en su crecimiento. Pudiendo crecer hasta 2 metros, cuando el medio es favorable penetrando y extendiéndose hasta los 15 centímetros del suelo.

**Tabla 9:** Efectos de estimuladores de crecimiento sobre Longitud Radicular (Cm)

Tratamientos	Edades			
	30 días	60 días	90 días	120 días
T1(Root-plus24 SL)	3.27 a	5.07 a	5.78 a	7.13 a
T2 (Bioggib 10%)	2.30 a	3.06 a	5.03 a	8.48 a
T3 (IBA 98%)	3.39 a	4.40 a	6.58 a	8.97 a
T4 (Testigo)	1.96 a	2.89 a	3.41 a	3.95 a
<b>Pr&gt;F</b>	<b>0.20</b>	<b>0.14</b>	<b>0.22</b>	<b>0.23</b>
<b>CV (%)</b>	<b>38.88</b>	<b>34.94</b>	<b>40.34</b>	<b>49.96</b>

En la prueba de separación de medias a través de la prueba de rangos múltiples de DUNCAN se observa que no hay diferencia significativa entre los tratamientos en las diferentes etapas.

### 6.3.1. Precipitaciones en el Municipio de Nueva Guinea durante el mes de Noviembre del 2016 – Febrero del 2017 (mm)



**Gráfico 1:** Pluviosidad

**Fuente:** Instituto Nacional Tecnológico Agropecuario (INTA, Nueva Guinea)

En la prueba de separación de medias a través de la prueba de rangos múltiples de DUNCAN se observa que no hay diferencia significativa entre los tratamientos en las diferentes etapas (Tabla 9). Esto se atribuyó a las precipitaciones que existieron durante los cuatro cortes evaluativos (Noviembre 2016-Febrero 2017). Tomando en cuenta que el nivel de precipitación más alto fue en el mes de Diciembre del año 2016 y Enero del año 2017 lo que ocasionó efectos negativos para el cultivo de piña ocasionando un alto grado de humedad, temperatura y pérdida de suelo a consecuencias de cambios climáticos.

#### **6.4. Incidencia de plaga Caracol (*Opeas pumilum*) en las raíces de piña de la variedad MD-2**

En esta variable evaluamos las plagas que se presentaron en nuestro cultivo siendo de mayor incidencia dos tipos de plagas en particular como son el Sinfilido (*scutigereella incamulata*) y el caracol (*Opeas pumilum*).

En el caso del caracol (*Opeas pumilum*) se puede observar que en el T1 (Root-plus) hubo incidencia en el cultivo de **Ananas comosus** el cual se puede observar en el gráfico 1 que a los 30 y 60 días de la siembra no influye en el cultivo pero a los 90 días se mostró un alto porcentaje de incidencia comparado a los 2 cortes anteriores con un promedio del 2.25%.posteriormente a los 120 días y ultimo corte evaluativo muestra un porcentaje menor pero no menos importante que el corte anterior representado con un 1% de incidencia.

El Biogigib o T2 como es representado en el grafico 1. Muestra que a los 30 y 60 días no existió presencia de esta plaga en estos dos cortes estudiados disminuyendo en un 1% a los 120 días como se explicaba anteriormente en el T1 (Root-plus) a un 0% de incidencia. Sin embargo, en el tercer corte evaluativo este presenta un aumento leve con un 0.5% a los 90 días evaluados, finalmente a los 120 días este sigue aumentando lentamente llegando así al 0.75% de incidencia en el cultivo.

En el caso del T3 o ácido indolbutírico (IBA) se observa que comparado a los 120 días del segundo corte de evaluación disminuye su porcentaje a partir de los primeros 30, 60 y 90 días manteniendo así su promedio, o sea no hubo incidencia de **Opeas pumilum** durante estos 3 cortes, pero luego a los 120 días se presenta una leve diferencia representado así con un 0.25% de incidencia en el cultivo de **Ananas comosus**.

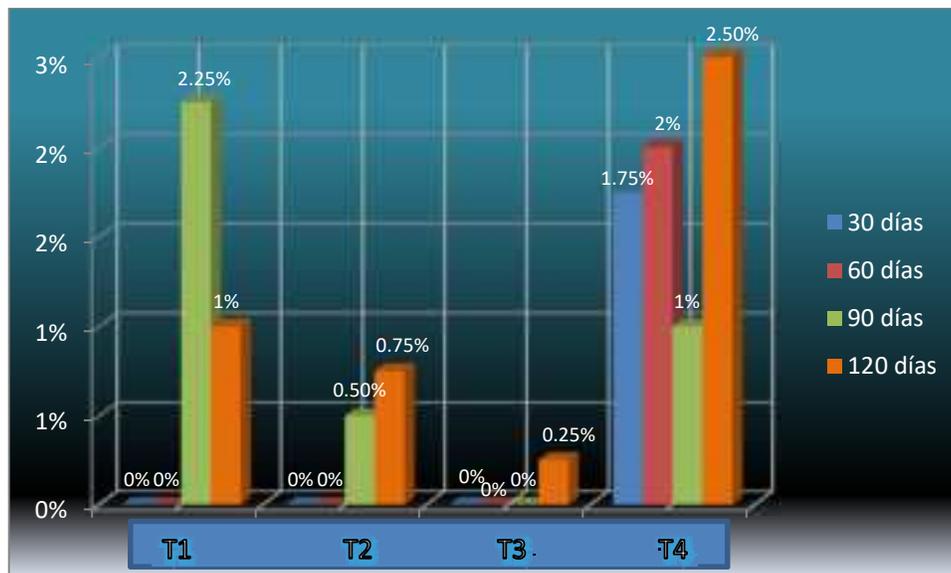
Por otra parte, el testigo (T4) presenta mayor incidencia y/o porcentaje comparado a los tres tratamientos antes explicados ya que a los 90 días presenta el menor porcentaje de incidencia demostrado con un 1%. El segundo corte que presenta un aumento este dio a los 30 días o el primer corte con el 1.75% seguido a los 60 días con un 2% de incidencia y el que presentó el porcentaje más alto fue el último corte de

evaluación (120 días) el cual muestra una alta incidencia de *Opeas pumilum* y es representado con el 2.5%.

A través del ensayo establecido mediante los diversos tratamientos existen variaciones significativas en las variables previamente definidas.

Los colinos deben ser tratados con fungicidas e insecticidas antes de su siembra para prevenir enfermedades. Esto se hace mezclando los plaguicidas con agua y en esta solución se sumergen los colinos durante dos o tres minutos (Muñoz, 2004).

De acuerdo a los datos obtenido por la Universidad EARTH, (2011) uno de los problemas del suelo que más limitan el cultivo, en zonas lluviosas tropicales, es la baja permeabilidad, que favorece el ataque de patógenos en el sistema radical y puede causar la muerte de las raíces por asfixia.



**Gráfico 2.** Incidencia de Caracol (*Opeas pumilum*) durante los cuatro meses de evaluación.

## 6.5. Incidencia de plaga Sífilido (*Scutigerella immaculata*) en las raíces de piña de la variedad MD-2

Se puede observar el cambio que existió durante los periodos evaluativos en cuanto a la plaga Sífilido (*Scutigerella immaculata*) empezando por el T1 (Root-plus) que es el que presentó mayor incidencia de esta en el transcurso de los cuatro meses ya que a los 30 y 90 días es cuando se presenta el porcentaje más alto con un 7.25% seguido de un 6.75% a los 60 días, luego este disminuyó a un 3.25% de incidencia a los 120 días.

Luego el T2 (Bioggib) ocupa el segundo lugar en cuanto a porcentajes e incidencia en el cultivo presentando un promedio del 5.75% a los 30 días siendo este un aumento notorio durante la evaluación, luego a los 60 días este disminuye llegando al 0.5% posteriormente a los 90 días la incidencia aumenta a un 0.75% y a los 120 días este porcentaje de incidencia se mantiene con el 0.75% en el cultivo (gráfico 2).

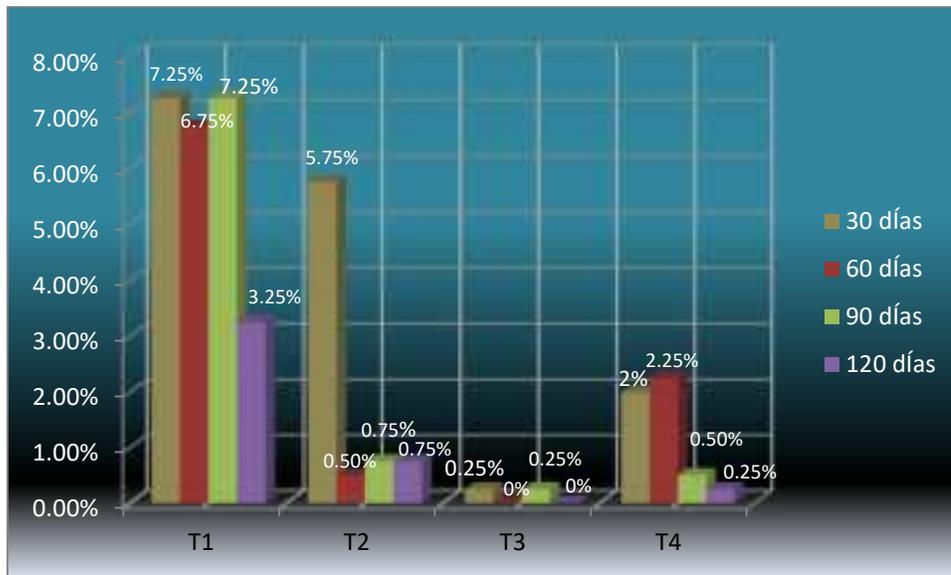
Por otra parte, el T3 (IBA) que comparado a los 30 días del T2, este presenta una baja presencia de *Scutigerella immaculata* en los primeros 30 días disminuye a un 0.25%, posteriormente, a los 60 días este siguió disminuye a un 0.0% y luego presentó un mínimo aumento a los 90 días representado con el 0.25%, finalmente a los 120 días este disminuyó totalmente a un 0.0%.

El gráfico 2 muestra que el T4 (testigo) tuvo un aumento comparado a los 120 días del T3 con un 2% a los 30 días, sin embargo en el segundo corte evaluado este aumenta paulatinamente a un 2.25%, luego en el tercer corte (90 días) disminuye a un 0.50% de incidencia de Sífilido. Finalmente este siguió disminuyendo a un 0.25%.

Por otra parte, PAC (2005) explica que los monitoreos de plagas se hacen semanalmente; después de haber realizado alguna aplicación de control se hace un monitoreo post-aplicación para poder determinar la efectividad del control.

Los daños fitosanitarios principales a nivel radicular son causados por nematodos que atacan a las raíces produciendo agallas y lesiones penetrando parcialmente en las raíces. Por esta razón, previa al momento de siembra, se realiza una desinfección con

un insecticida y un enraizador (Universidad EARTH, 2011 citado por Castañeda, 2003).



**Grafico 3.** Incidencia de Sífilido (*Scutigereilla immaculata*) durante los cuatro meses de evaluación.

## VII. Conclusión

- ✚ La aplicación de los estimulantes IBA 98% y ROOT-PLUS 24 SL, estimulan de manera eficiente el desarrollo de raíces, biomasa y longitud radicular en cultivo de piña (*Ananas comosus L. Merr*).
- ✚ El efecto del estimulador de crecimiento IBA 98% tubo mayor eficacia en cuanto al área radicular en el cultivo de piña (*ananas comosus L. Merr*).
- ✚ El Sífilido (*Scutigerella immaculata*) en comparación con la plaga caracol (*Opeas pumilum*) presenta un alto nivel de incidencia con un 7.25 % en los monitoreos realizados.
- ✚ Altos porcentajes de precipitaciones tienden a presentar repercusiones en cuanto al desarrollo radicular en el cultivo de piña (*Ananas comosus L.*).

## VIII. Recomendaciones

- ✚ Los productores adopten la implementación de estimulantes radiculares (Root-plus 24SL e IBA 98%) en sus cultivos de piña ya que así estarán aportando al buen desarrollo de raíces y por ende al desarrollo de sus cultivos produciendo un mejor volumen de biomasa, área y longitud radicular.
- ✚ El adecuado manejo de un cultivo empieza por una buena preparación del terreno, esto ayudará a obtener los resultados deseados por el agricultor.
- ✚ Los estudiantes de la universidad URACCAN que le den seguimiento con gran interés en cuanto a estudios sobre Ananas comosus ya que de esta forma enriqueceremos nuestros conocimientos y la de las personas. Tomando en cuenta que Nueva Guinea es uno de los mayores productores del cultivo de piña en Nicaragua.

## IX. Referencias Bibliográficas

- Bartholomew, D., Paull, R y Rohrbach, K. (2003) *The pineapple: botany production and uses* (1era. Ed.) New York, Estados Unidos: CABI publishing.
- Brian E. Whipker 2006. Hormonas vegetales: crecimiento y desarrollo de planta.
- Castro, Z y Hernández, C. (1992) Cultivo, Empaque y Comercialización de Piña para Exportacion. Quito, Ecuador: IFAIN.
- Crestani, M., Barbieri, R., Hawaroth, y De Carvalho, F. (2010) citado Días Américas para el mundo-origem, domesticação e dispersão do abacaxizeiro. Ciencia Rural Santa Maria, 40(6) 1473-1483.
- Castañeda, P. 2003. Manual técnico, seminario sobre producción y manejo post cosecha de la piña para la exportación. San Salvador (SV): Proyecto VIFINEX. 63 p.
- Marisol Cruz Aguilar, Luz Marina Melgarejo, Mauricio Romero, FITOHORMONAS, Laboratorio de fisiología y bioquímica vegetal. Departamento de biología. Universidad Nacional de Colombia, s.f.
- FAO (Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura) (2004a) *Perspectivas a Plazo Medio de los Productos Básicos Agrícolas*. Recuperado de <http://www.fao.org/docrep/007/y5143s/y5143s13.htm#bm39> (agosto, 2011).
- Universidad EARTH, 2011. Desarrollo y evaluación de dos enraizadores a base de metabolitos secundarios, algas marinas, fitohormonas y acidos húmicos en el cultivo.
- FAO (Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura) (2004b) *Report of the FAO Internal Workshop on Good Agricultural Practices*.

Recuperado

de <http://www.fao.org/prods/gap/Docs/PDF/1reportExpertConsultationEXTERN AL.pdf> (agosto, 2011).

FAO (Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura) (2009a) el efecto de recesión económica mundial sobre los mercados mundiales del banano y las frutas tropicales –documento CCP.BA/TF 09/2 CRS 2. Recuperado de [http://www.fao.org/unfao/bodies/CCP/ba-tf/2009/index\\_es.htm](http://www.fao.org/unfao/bodies/CCP/ba-tf/2009/index_es.htm) (agosto, 2011).

FAO (Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura) (2009b) *Reunion conjunta delo subgrupo sobre Banano en 4ta reunión y del subgrupo sobre las frutas tropicales en su 5ta reunión –documento CCP BA/TF 09/CRS 2 Tropical fruits compendium.* Recuperado de [http://www.fao.org/unfao/bodies/CCP/ba-tf/2009/index\\_es.htm](http://www.fao.org/unfao/bodies/CCP/ba-tf/2009/index_es.htm) (agosto, 2011).

Fundación de Desarrollo Agropecuario, INC. (s.f) (FDA) Boletín técnico número 11. Cultivo de piña.

Flores, E. 1989. La planta: estructura y función. Cartago (CR) : Editorial Tecnológica de Costa Rica. 501 p.

Gilberto Masis S. (s.f). Plagas de la piña (Biotech).

Hernán J. Andrade; Rolando Cerda s.f Dasometría y Medición de Sombra.

Hermes Barrera y Astrid Quevedo 2008. Respuesta del cultivo de piña (*Ananas comosus*. (L) Meer) a cuatro densidades de siembra y cuatro dosis de zinc en un suelo oxisol del Departamento del META.

Ignacio Pimentel G., s.f. Manejo de suelos, selección de semilla y nutrición del cultivo de piña MD-2 en Panamá.

JONHSTON. J. R. Enfermedades y plagas de la pina en América tropical. La unión panamericana. Voto 65.1981.

LEÓN M., GUILLERMO A. Plagas de importancia económica en el cultivo de la pina y estrategias para su manejo. Memorias convenio CORPOICA - SENA, Villavicencio (Meta), septiembre 25 al 26 de 1999.

Montilla, I., Fernández, S., Alcalá, D., Gallardo, M.(1997). *El Cultivo de la Piña en Venezuela*, (1) Maracay, Venezuela: Fondo Nacional de Investigaciones agropecuarias.

MUÑOZ, A. JORGE E. Manual del cultivo de la piña. Universidad de los Llanos. Villavicencio. Octubre de 2004.

MINISTERIO AGROPECUARIO Y FORESTAL (MAGFOR), EVALUACION SOCIAL DE TERRITORIOS Ampliación Proyecto de Tecnología Agropecuaria II Componente I: Innovación y Adopción de Tecnología Agrícola y Forestal, Sub-Componente 1.3, Producción de Semilla y Certificación Managua, Nicaragua Junio del 2009.

PAC S. 2005 experiencias en el cultivo de piña (*Annanas comosus* (L) Merr.) con el híbrido MD-2 en la finca La Plata, Coatepeque, Quetzal Tenango.

Panamá Castañeda de Pretelt M. 2003. Manual técnico (seminario sobre producción y manejo post cosecha de la piña para la exportación). San salvador, proyecto VIFINEX.

Py, 1968 citado por J. Beltetón y B.K. Singh Desarrollo y evaluación de dos enraizados a base de metabolitos secundarios, algas marinas, fitohormonas y ácidos húmicos en el cultivo de piña.

ROJAS, O. E.; AGUILERA, E. H. A. Respuesta del cultivo de la piña (*Ananas comosus* (L.) Merfil) a diferentes dosis de N, P, K, en un suelo Oxisol del departamento del Meta. Tesis de grado Universidad de los Llanos. Villavicencio. 1999.

Rojas, S; García, J; Alarcon, M. 2004. Propagación asexual de plantas. CORPOICA, Ministerio de agricultura y Desarrollo rural de Colombia, PRONATTA. Colombia

- Rodríguez s.f. Guía de identificación y manejo integrado de plagas y enfermedades en piña.
- SALAZAR, C. R. El cultivo de la pifia en el Valle del Cauca. En: fruticultura tropical. Recopilación de las conferencias dictadas en el curso de fruticultura celebrado en el CIAT, Palmira, Agosto de 1982. Segunda edición. 1988.
- SALAZAR, C. R. Condiciones climáticas y ecológicas de la pifia. Memorias del curso regional de actualización en frutas tropicales. Programa de frutas tropicales C.1. Nataima. Espinal-Tolima. Mayo 1994.
- SALAZAR, C. R. Situación del cultivo de la pifia en Colombia. Memorias del curso regional de actualización en frutas tropicales. Programa de frutas tropicales C.1. Nataima. Espinal- Tolima. Mayo 1994.
- TORRES. M. R.; SALAZAR, C. R. La pifia y su cultivo. Instituto Colombiano Agropecuario (ICA). División de agronomía. Programa de frutales. Boletín de divulgación N° 62.
- TORRES, R.; Ríos, C. D. Frutales. Programa de hortalizas y frutales. Palmira. ICA. 1977.
- Py C. 1969. La Piña Tropical. Edit. Blume, Barcelona, España. p.33–34.
- UTEPI (Unidad Técnica de Estudios para la Industria). (2006) *Piña estudios Agroindustriales en el Ecuador. Competitividad de la Cadena de Valor y Perspectivas de mercado*, MICIP, ONUDI, Quito, Ecuador.
- Dr. Daniel E. Uriza Ávila, Centro de Investigación Regional Golfo Centro, *Paquete Tecnológico Piña MD2 (Ananas comosus var. comosus)* Campo Experimental Cotaxtla/Papaloapan. Isla, Veracruz, 2011.
- Ingeniera. Iliana cerrato, paquete tecnológico para la producción de piña (Ananas comosus Var. Comosus) 2013.

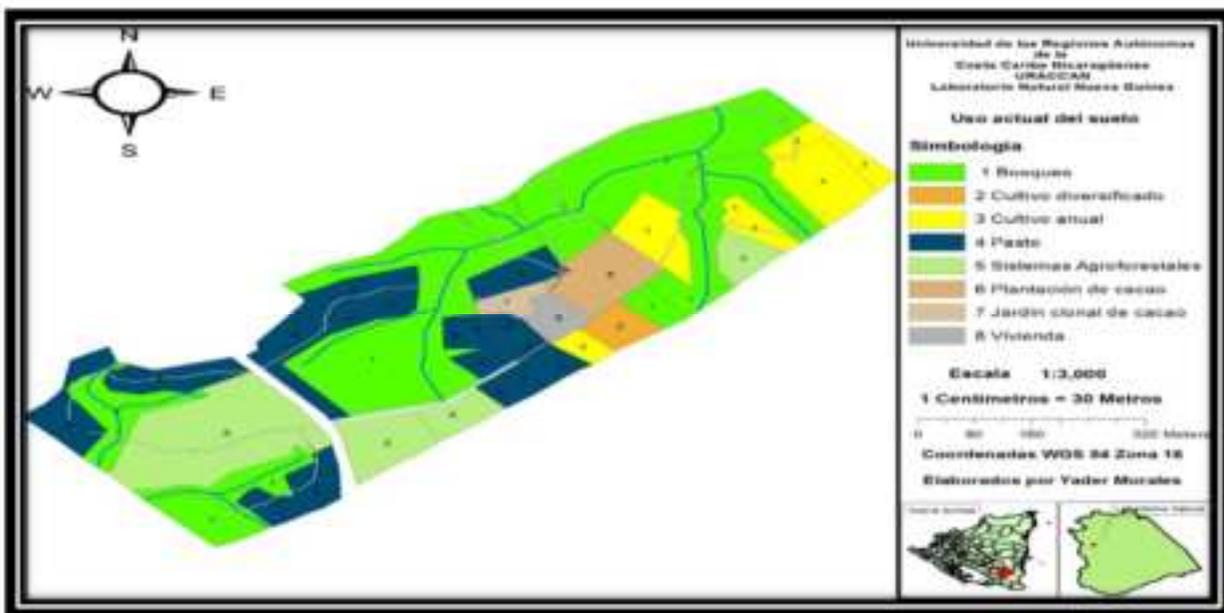
## X. ANEXOS

### Anexo 1. Análisis de suelo en Finca Laboratorio Natural URACCAN, Nueva Guinea.

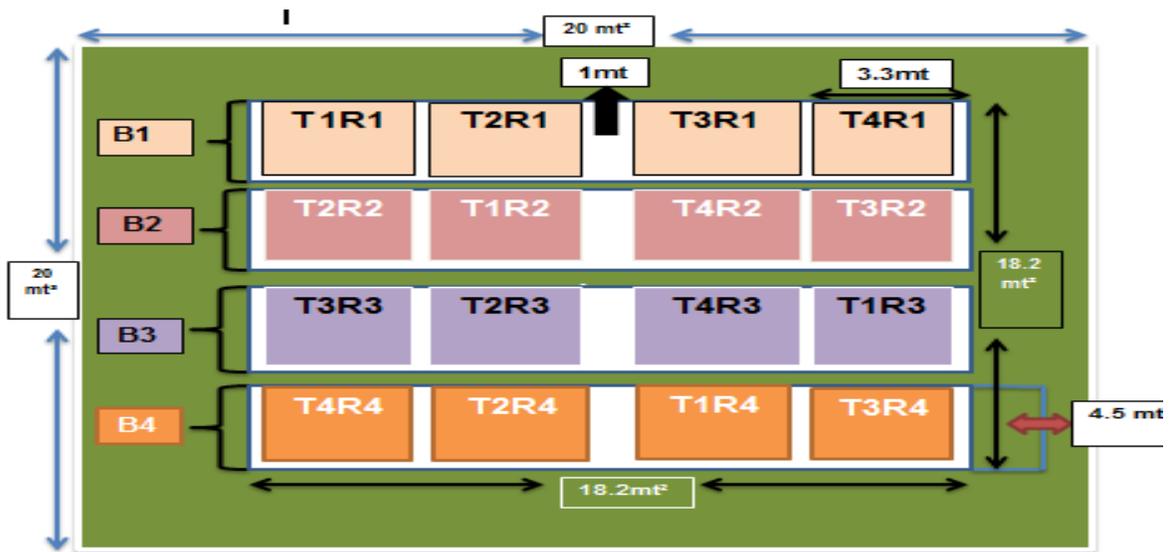
Análisis de rutina				Bases			Análisis físico			
pH	MO	N	P-disp.	K	Ca	Mg	Partículas (%)			
H <sub>2</sub> O	%	ppm		Me/100g suelo			Arcilla	Limo	Arena	Clase textural
4,98	2,27	0,11	0,00	0,12	2,01	1.19	49,6	38	12,4	Arcilla

Fuente: Laboratorio de suelos y agua (LABSA, UNA, 2014).

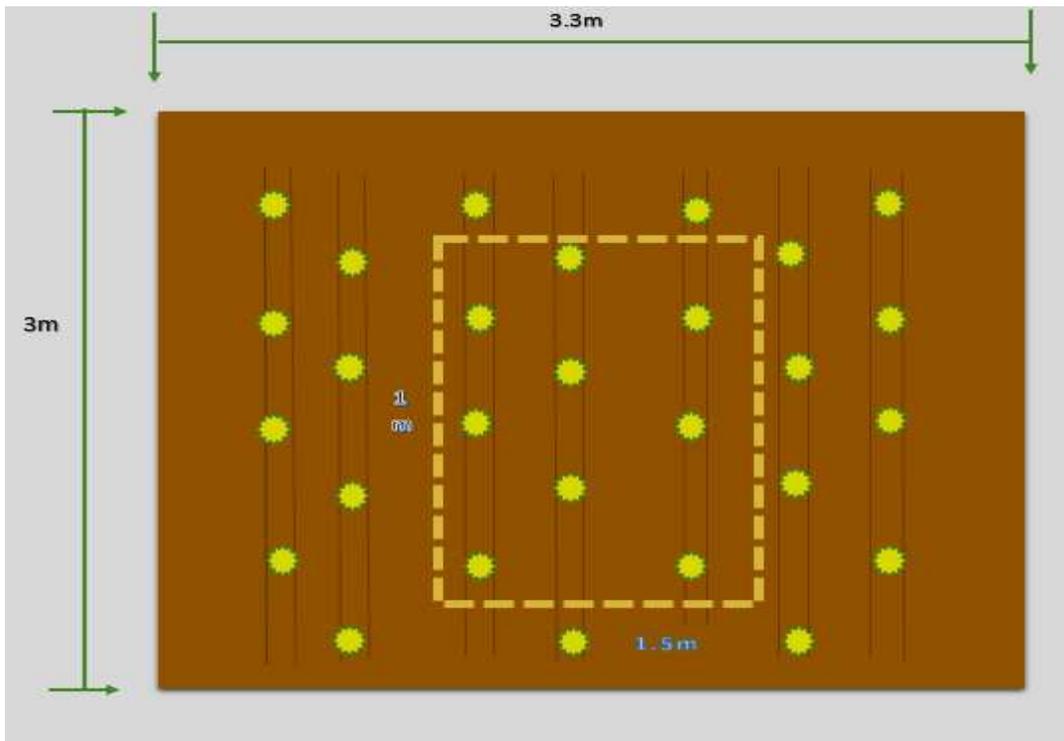
### Anexo 2: Croquis de la Finca Laboratorio Natural URACCAN, municipio de Nueva Guinea, colonia Jerusalén R.A.C.C.S



Anexo 3. Gráfico de diseño de parcelas.



Anexo 4. Gráfico de parcela útil del cultivo de piña (*Ananas comosus* L.).



### Anexo 5. Datos de campo para medición de Raíces Primarias

		Raíces primarias			Fecha:
1er muestreo	Bloque 1	Tratamiento	Réplicas	N° de planta	Peso(g)
		T <sub>1</sub>	R1	K30	1.5
		T <sub>2</sub>	R1	L89	0.7
		T <sub>3</sub>	R1	M155	1.5
	T <sub>4</sub>	R1	N206	0.5	
	Bloque 2	T <sub>2</sub>	R2	L274	1.4
		T <sub>1</sub>	R2	K333	0.2
		T <sub>4</sub>	R2	N390	1.8
		T <sub>3</sub>	R2	M449	0.8
	Bloque 3	T <sub>3</sub>	R3	M508	1.3
		T <sub>2</sub>	R3	L570	1.5
		T <sub>4</sub>	R3	N635	0.9
		T <sub>1</sub>	R3	K699	0.2
	Bloque 4	T <sub>4</sub>	R4	N744	0.4
		T <sub>2</sub>	R4	L803	1.1
		T <sub>1</sub>	R4	K873	0.6
		T <sub>3</sub>	R4	M925	0.3

### Anexo 7: Datos para medición de Longitud de Raíces

		Longitud de Raíces			Fecha:
1er muestreo	Bloque 1	Tratamiento	Réplicas	Nº de planta	Longitud(cm)
		T <sub>1</sub>	R1	K30	3.66 cm
		T <sub>2</sub>	R1	L89	2 cm
		T <sub>3</sub>	R1	M155	5.3 cm
	T <sub>4</sub>	R1	N206	3 cm	
	Bloque 2	T <sub>2</sub>	R2	L274	1.16 cm
		T <sub>1</sub>	R2	K333	2.3 cm
		T <sub>4</sub>	R2	N390	3.6 cm
		T <sub>3</sub>	R2	M449	2 cm
	Bloque 3	T <sub>3</sub>	R3	M508	2.6 cm
		T <sub>2</sub>	R3	L570	2.3 cm
		T <sub>4</sub>	R3	N635	2.6 cm
		T <sub>1</sub>	R3	K699	1.33 cm
	Bloque 4	T <sub>4</sub>	R4	N744	4 cm
		T <sub>2</sub>	R4	L803	2.5 cm
		T <sub>1</sub>	R4	K873	1.3 cm
		T <sub>3</sub>	R4	M925	4 cm

### Anexo 8: Datos de campo para medición de Área Radicular

		Diámetro			Fecha:
1er muestreo	Bloque 1	Tratamiento	Réplicas	N° de planta	Diámetro promedio (cm <sup>2</sup> )
		T <sub>1</sub>	R1	K30	10.52
		T <sub>2</sub>	R1	L89	3.1416
		T <sub>3</sub>	R1	M155	10.18
	T <sub>4</sub>	R1	N206	1.33	
	Bloque 2	T <sub>2</sub>	R2	L274	1.06
		T <sub>1</sub>	R2	K333	4.15
		T <sub>4</sub>	R2	N390	10.18
		T <sub>3</sub>	R2	M449	3.14
	Bloque 3	T <sub>3</sub>	R3	M508	5.31
		T <sub>2</sub>	R3	L570	4.15
		T <sub>4</sub>	R3	N635	5.31
		T <sub>1</sub>	R3	K699	1.39
	Bloque 4	T <sub>4</sub>	R4	N744	12.57
		T <sub>2</sub>	R4	L803	12.57
		T <sub>1</sub>	R4	K873	1.33
		T <sub>3</sub>	R4	M925	4.91

### Anexo 9: Datos de campo para medición de Incidencia de Plagas

	Incidencia de Plagas					Fecha:
		Tratamiento	Plaga	Etapas	N° de planta	Nivel de incidencia
<b>1er muestreo</b>	<i>Bloque 1</i>	T <sub>11</sub>	Sínfilido	D	K30	5%
		T <sub>21</sub>	Sínfilido	D	L89	5%
		T <sub>31</sub>	Sínfilido	D	M155	9%
		T <sub>41</sub>	Sínfilido	D	N206	1%
	<i>Bloque 2</i>	T <sub>22</sub>	Sínfilido	D	L274	6%
		T <sub>12</sub>	Sínfilido	D	K333	15%
		T <sub>42</sub>	Sínfilido	D	N390	6%
		T <sub>32</sub>	Sínfilido	D	M449	1%
	<i>Bloque 3</i>	T <sub>33</sub>	Sínfilido	D	M508	5%
		T <sub>23</sub>	Caracol y S	D	L570	17%
		T <sub>43</sub>	Sínfilido	D	N635	6%
		T <sub>13</sub>	Sínfilido	D	K699	7%
	<i>Bloque 4</i>	T <sub>44</sub>	Sínfilido	D	N744	8%
		T <sub>24</sub>	Sínfilido Caracol	D	L803	8%
		T <sub>14</sub>	Sínfilido	D	K873	6%
		T <sub>34</sub>	Sínfilido	D	M925	3%

**Anexo 10: Datos de campo para medición de Raíces Primarias**

		Raíces primarias			Fecha:
2do muestreo	Bloque 1	Tratamiento	Réplicas	Nº de planta	Peso(g)
		T <sub>1</sub>	R1	K30	3.8g
		T <sub>2</sub>	R1	L89	3.1g
		T <sub>3</sub>	R1	M155	3.2g
	T <sub>4</sub>	R1	N206	2.9g	
	Bloque 2	T <sub>2</sub>	R2	L274	2.8g
		T <sub>1</sub>	R2	K333	2.5g
		T <sub>4</sub>	R2	N390	3.5g
		T <sub>3</sub>	R2	M449	2.5g
	Bloque 3	T <sub>3</sub>	R3	M508	2.6g
		T <sub>2</sub>	R3	L570	3.4g
		T <sub>4</sub>	R3	N635	3.5g
		T <sub>1</sub>	R3	K699	2.4g
	Bloque 4	T <sub>4</sub>	R4	N744	3.1g
		T <sub>2</sub>	R4	L803	3.2g
		T <sub>1</sub>	R4	K873	2.8g
		T <sub>3</sub>	R4	M925	2.6g

### Anexo 11: Datos de campo para medición de Longitud de Raíces

		Longitud de Raíces			Fecha:
2do muestreo	Bloque 1	Tratamiento	Réplicas	N° de planta	Longitud(cm)
		T <sub>1</sub>	R1	K12	5 cm
		T <sub>2</sub>	R1	L85	3.3 cm
		T <sub>3</sub>	R1	M147	8.6 cm
		T <sub>4</sub>	R1	N197	2.3 cm
	Bloque 2	T <sub>2</sub>	R2	L266	3 cm
		T <sub>1</sub>	R2	K322	2.6 cm
		T <sub>4</sub>	R2	N384	4.6 cm
		T <sub>3</sub>	R2	M448	3 cm
	Bloque 3	T <sub>3</sub>	R3	M506	4 cm
		T <sub>2</sub>	R3	L569	4 cm
		T <sub>4</sub>	R3	N630	4 cm
		T <sub>1</sub>	R3	K691	3 cm
	Bloque 4	T <sub>4</sub>	R4	N747	4.66 cm
		T <sub>2</sub>	R4	L808	4 cm
		T <sub>1</sub>	R4	K865	2.3 cm
		T <sub>3</sub>	R4	M924	2.6 cm

## Anexo 12. Datos de campo para medición de Área Radicular

		Diámetro			Fecha:
2do muestreo	Bloque 1	Tratamiento	Réplicas	N° de planta	Diámetro promedio (cm <sup>2</sup> )
		T <sub>1</sub>	R1	K30	19.64
		T <sub>2</sub>	R1	L89	8.71
		T <sub>3</sub>	R1	M155	22.06
	T <sub>4</sub>	R1	N206	4.15	
	Bloque 2	T <sub>2</sub>	R2	L274	7.07
		T <sub>1</sub>	R2	K333	7.07
		T <sub>4</sub>	R2	N390	16.62
		T <sub>3</sub>	R2	M449	7.07
	Bloque 3	T <sub>3</sub>	R3	M508	12.57
		T <sub>2</sub>	R3	L570	4.27
		T <sub>4</sub>	R3	N635	12.57
		T <sub>1</sub>	R3	K699	7.07
	Bloque 4	T <sub>4</sub>	R4	N744	17.06
		T <sub>2</sub>	R4	L803	12.57
		T <sub>1</sub>	R4	K873	4.15
		T <sub>3</sub>	R4	M925	5.56

**Anexo 13. Datos de campo para medición de Incidencia de Plagas**

	Incidencia de Plagas					Fecha:
<b>2<sup>do</sup> muestreo</b>	<b>Bloque 1</b>	<b>Tratamiento</b>	<b>Plaga</b>	<b>Etapa</b>	<b>N° de planta</b>	<b>Nivel de incidencia</b>
		T <sub>11</sub>	Sínfilido	D	K12	1%
		T <sub>21</sub>	-----		L85	0%
		T <sub>31</sub>	Sínfilido	D	M147	1%
		T <sub>41</sub>	Sínfilido	D	N197	1%
	<b>Bloque 2</b>	T <sub>22</sub>	-----		L266	0%
		T <sub>12</sub>	-----		K322	0%
		T <sub>42</sub>	-----		N384	0%
		T <sub>32</sub>	Sínfilido	D	M448	1%
	<b>Bloque 3</b>	T <sub>33</sub>	-----		M506	0%
		T <sub>23</sub>	Caracol Sínfilido	D	L569	3%
		T <sub>43</sub>	Sínfilido	D	N630	20%
		T <sub>13</sub>	Sínfilido	D	K691	1%
	<b>Bloque 4</b>	T <sub>44</sub>	Sínfilido	D	N747	2%
		T <sub>24</sub>	Sínfilido  Caracol	D	L808	5%
		T <sub>14</sub>	Sínfilido	D	K865	1%
		T <sub>34</sub>	-----	D	M924	0%

### Anexo 14. Datos de campo para medición de Raíces Primarias

		Raíces primarias			Fecha:
3er muestreo	Bloque 1	Tratamiento	Réplicas	Nº de planta	Peso(g)
		T <sub>1</sub>	R1	K23	5.2g
		T <sub>2</sub>	R1	L81	4.5g
		T <sub>3</sub>	R1	M126	4.5g
	T <sub>4</sub>	R1	N186	4g	
	Bloque 2	T <sub>2</sub>	R2	L252	3.5g
		T <sub>1</sub>	R2	K304	4.4g
		T <sub>4</sub>	R2	N373	6.1g
		T <sub>3</sub>	R2	M423	3.5g
	Bloque 3	T <sub>3</sub>	R3	M489	3.6g
		T <sub>2</sub>	R3	L542	5.5g
		T <sub>4</sub>	R3	N611	4.6g
		T <sub>1</sub>	R3	K667	3.4g
	Bloque 4	T <sub>4</sub>	R4	N721	3.7g
		T <sub>2</sub>	R4	L782	5g
		T <sub>1</sub>	R4	K841	3.5g
		T <sub>3</sub>	R4	M908	3.2g

### Anexo 15. Datos de campo para medición de Longitud de Raíces

		Longitud de Raíces			Fecha:
3er muestreo	Bloque 1	Tratamiento	Réplicas	N° de planta	Longitud(cm)
		T <sub>1</sub>	R1	K23	5.3cm
		T <sub>2</sub>	R1	L81	4.3cm
		T <sub>3</sub>	R1	M126	9.0cm
	T <sub>4</sub>	R1	N186	2.33cm	
	Bloque 2	T <sub>2</sub>	R2	L252	3.1cm
		T <sub>1</sub>	R2	K304	6.33cm
		T <sub>4</sub>	R2	N373	5cm
		T <sub>3</sub>	R2	M423	4cm
	Bloque 3	T <sub>3</sub>	R3	M489	7cm
		T <sub>2</sub>	R3	L542	6cm
		T <sub>4</sub>	R3	N611	4cm
		T <sub>1</sub>	R3	K667	3.3cm
	Bloque 4	T <sub>4</sub>	R4	N721	7cm
		T <sub>2</sub>	R4	L782	10cm
		T <sub>1</sub>	R4	K841	2.5cm
		T <sub>3</sub>	R4	M908	4cm

**Anexo 16. Datos de campo para medición de Área Radicular**

		Diámetro			Fecha:
3er muestreo	Bloque 1	Tratamiento	Réplicas	Nº de planta	Diámetro promedio (cm <sup>2</sup> )
		T <sub>1</sub>	R1	K23	22.06
		T <sub>2</sub>	R1	L81	14.52
		T <sub>3</sub>	R1	M126	58.09
		T <sub>4</sub>	R1	N186	4.26
	Bloque 2	T <sub>2</sub>	R2	L252	7.07
		T <sub>1</sub>	R2	K304	31.47
		T <sub>4</sub>	R2	N373	19.64
		T <sub>3</sub>	R2	M423	12.57
	Bloque 3	T <sub>3</sub>	R3	M489	17.06
		T <sub>2</sub>	R3	L542	12.57
		T <sub>4</sub>	R3	N611	12.57
		T <sub>1</sub>	R3	K667	8.55
	Bloque 4	T <sub>4</sub>	R4	N721	38.48
		T <sub>2</sub>	R4	L782	78.54
		T <sub>1</sub>	R4	K841	4.27
		T <sub>3</sub>	R4	M908	7.07

### Anexo 17. Datos de campo para medición de Incidencia de Plagas

		Incidencia de Plagas				Fecha:
3er muestreo	Bloque 1	Tratamiento	Plaga	Etapa	Nº de planta	Nivel incidencia
		T <sub>11</sub>	-----	D	K23	0%
		T <sub>21</sub>	-----		L81	0%
		T <sub>31</sub>	-----	D	M126	0%
	T <sub>41</sub>	-----	D	N186	0%	
	Bloque 2	T <sub>22</sub>	-----		L252	0%
		T <sub>12</sub>	-----		K304	0%
		T <sub>42</sub>	-----		N373	0%
		T <sub>32</sub>	-----	D	M423	0%
	Bloque 3	T <sub>33</sub>	-----		M489	0%
		T <sub>23</sub>	Sínfilido	D	L542	1%
		T <sub>43</sub>	Sínfilido	D	N611	1%
		T <sub>13</sub>	-----	D	K667	0%
	Bloque 4	T <sub>44</sub>	-----	D	N721	0%
		T <sub>24</sub>	-----	D	L782	0%
		T <sub>14</sub>	-----	D	N841	0%
		T <sub>34</sub>	Caracol	D	M908	1%

**Anexo 18. Datos de campo para medición de Raíces Primarias**

		Raíces primarias			Fecha:
4to muestreo	Bloque 1	Tratamiento	Réplicas	Nº de planta	Peso(g)
		T <sub>1</sub>	R1	K29	5.4g
		T <sub>2</sub>	R1	L88	4.8g
		T <sub>3</sub>	R1	M149	5g
	T <sub>4</sub>	R1	N204	4g	
	Bloque 2	T <sub>2</sub>	R2	L269	4.1g
		T <sub>1</sub>	R2	K327	5.5g
		T <sub>4</sub>	R2	N385	8.5g
		T <sub>3</sub>	R2	M451	5.1g
	Bloque 3	T <sub>3</sub>	R3	M512	4.5g
		T <sub>2</sub>	R3	L568	7.5g
		T <sub>4</sub>	R3	N630	10.1g
		T <sub>1</sub>	R3	K689	4.4g
	Bloque 4	T <sub>4</sub>	R4	N747	4.3g
		T <sub>2</sub>	R4	L807	6.5g
		T <sub>1</sub>	R4	K871	4.3g
		T <sub>3</sub>	R4	M930	3.9g

### Anexo 19. Datos de campo para medición Longitud de Raíces

		Longitud de Raíces			Fecha:
4to muestreo	Bloque 1	Tratamiento	Réplicas	N° de planta	Longitud(cm)
		T <sub>1</sub>	R1	K29	13.33cm
		T <sub>2</sub>	R1	L88	5.6cm
		T <sub>3</sub>	R1	M149	10.6cm
	T <sub>4</sub>	R1	N204	3.30cm	
	Bloque 2	T <sub>2</sub>	R2	L269	3.3cm
		T <sub>1</sub>	R2	K327	6.33cm
		T <sub>4</sub>	R2	N385	10.33cm
		T <sub>3</sub>	R2	M451	4.6cm
	Bloque 3	T <sub>3</sub>	R3	M512	11.6cm
		T <sub>2</sub>	R3	L568	6.6cm
		T <sub>4</sub>	R3	N630	4.0cm
		T <sub>1</sub>	R3	K689	3.6cm
	Bloque 4	T <sub>4</sub>	R4	N747	10.6cm
		T <sub>2</sub>	R4	L807	13.3cm
		T <sub>1</sub>	R4	K871	6.3cm
		T <sub>3</sub>	R4	M930	4.3 cm

**Anexo 20. Datos de campo para medición de Área Radicular**

		Diámetro			Fecha:
4 <sup>to</sup> muestreo	Bloque 1	Tratamiento	Réplicas	N° de planta	Diámetro promedio (cm <sup>2</sup> )
		T <sub>1</sub>	R1	K29	132.01
		T <sub>2</sub>	R1	L88	22.06
		T <sub>3</sub>	R1	M149	88.2475
		T <sub>4</sub>	R1	N204	8.55
	Bloque 2	T <sub>2</sub>	R2	L269	8.55
		T <sub>1</sub>	R2	K327	41.85
		T <sub>4</sub>	R2	N385	83.81
		T <sub>3</sub>	R2	M451	16.62
	Bloque 3	T <sub>3</sub>	R3	M512	105.68
		T <sub>2</sub>	R3	L568	34.21
		T <sub>4</sub>	R3	N630	12.57
		T <sub>1</sub>	R3	K689	10.18
	Bloque 4	T <sub>4</sub>	R4	N747	88.50
		T <sub>2</sub>	R4	L807	139.56
		T <sub>1</sub>	R4	K871	7.07
		T <sub>3</sub>	R4	M930	14.52

**Anexo 21. Datos de campo para medición de Incidencia de Plagas**

	Incidencia de Plagas					Fecha:
<b>4<sup>to</sup> muestreo</b>	<b>Bloque 1</b>	<b>Tratamiento</b>	<b>Plaga</b>	<b>Etapas</b>	<b>N° de planta</b>	<b>Nivel de inci</b>
		T <sub>11</sub>	Sinfilido	D	K29	1%
		T <sub>21</sub>	Caracol		L88	3%
		T <sub>31</sub>	Sinfilido	D	M149	1%
		T <sub>41</sub>	Sinfilido	D	N204	1%
	<b>Bloque 2</b>	T <sub>22</sub>	Sinfilido		L269	1%
		T <sub>12</sub>	Sinfilido		K327	1%
		T <sub>42</sub>	Sinfilido		N385	1%
		T <sub>32</sub>	Sinfilidos	D	M451	7%
	<b>Bloque 3</b>	T <sub>33</sub>	Sinfilido		M512	1%
		T <sub>23</sub>	Caracol	D	L568	1%
		T <sub>43</sub>	Caracol y Sinfilido	D	N630	3%
		T <sub>13</sub>	Caracol	D	K689	3%
	<b>Bloque 4</b>	T <sub>44</sub>	Caracol y Sinfilido	D	N747	10%
		T <sub>24</sub>	Caracol	D	L807	2%
		T <sub>14</sub>	Caracol	D	K871	8%
T <sub>34</sub>		Caracol	D	M930	5%	

Anexo 22: Fotografías



## Anexo 23: Aval del tutor



# UNIVERSIDAD DE LAS REGIONES AUTÓNOMA DE LA COSTA CARIBE NICARAGÜENSE URACCAN Recinto Nueva Guinea

## AVAL DEL TUTOR

El tutor **Msc. Wilson Calero Borge**, por medio del presente escrito otorga el Aval correspondiente para la presentación de:

Perfil

Protocolo

Informe Final **X**

Artículo Técnico

A la investigación titulada: **Desarrollo radicular en piña (Ananas comosus) variedad MD-2 utilizando tres estimuladores del crecimiento, Laboratorio Natural de URACCAN, periodo 2016 – 2017.**

Desarrollada por los estudiantes: **Br. Joyceline Lugo García y Br. Cesar Pérez Hernández.** De la carrera: **Ingeniería Agroforestal**

Nombre y apellido del tutor: **Msc. Wilson Calero Borge**

Firma: \_\_\_\_\_

Recinto: URACCAN, Nueva Guinea

Fecha: Noviembre, 2017