UNIVERSIDAD NACIONAL DE UCAYALI

FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS

ESCUELA PROFESIONAL DE AGRONOMÍA

"TÉCNICAS DE MULTIPLICACIÓN PARA LA PRODUCCIÓN DE SEMILLAS VEGETATIVAS DE PLÁTANO BELLACO HARTON (*Musa* sp.) EN EL CASERÍO CENTRO YURAC – AGUAYTÍA"

TESIS PARA OPTAR EL TÍTULO PROFESIONAL DE

INGENIERO AGRÓNOMO

JOSÉ CHRISTIAN RAMOS ESPINOZA

PUCALLPA – PERÚ

2021

UNIVERSIDAD NACIONAL DE UCAYALI
FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS
ESCUELA PROFESIONAL DE AGRONOMÍA
CARRERA PROFESIONAL DE AGRONOMÍA

ACTA DE SUSTENTACIÓN DE TRABAJO DE INVESTIGACIÓN O TESIS

Los Miembros del Jurado que suscriben, reunidos para estudiar y escuchar la sustentación de tesis, presentado por **JOSE CHRISTIAN RAMOS ESPINOZA,** denominada: **"TÉCNICAS DE MULTIPLICACIÓN PARA LA PRODUCCIÓN DE SEMILLAS VEGETATIVAS DE PLÁTANO BELLACO HARTON (*Musa* sp.) EN EL CASERÍO CENTRO YURAC – AGUAYTÍA",** para cumplir con el requisito (académico o título profesional) de **TÍTULO PROFESIONAL.**

Teniendo en consideración los méritos del referido trabajo, así como los conocimientos demostrados por el sustentante lo declaramos: **APROBADO** con el calificativo (*) **17.**

En consecuencia, queda en condición de ser considerado Apto por el Consejo Universitario y recibir el Título de **INGENIERO AGRÓNOMO**, de conformidad con lo estipulado en los Art. 3 y 6 del reglamento para el otorgamiento de grado académico de bachiller y título profesional de la Universidad Nacional de Ucayali.

Pucallpa, 08 de marzo del 2021.

Ing. Fernando Pérez Leal, Dr. Presidente	Ing. María Adelaida Pilco Lozano, M. Sc. Secretario
Ing. Roger Brayan Braga Sandoval, Dr. Miembro	Ing. Jessica Madeley Ríos Guzmán, M.Sc. Asesor

(*) De acuerdo con el Art. 21 del Reglamento de Grados y Títulos de la Universidad Nacional de Ucayali, éstas deberán ser calificadas con términos de Sobresaliente, Aprobado por Unanimidad, Aprobado por Mayoría y Desaprobado.

ACTA DE APROBACIÓN.

Esta tesis fue aprobada por el Jurado Evaluador de la Facultad de Ciencias Agropecuarias de la Universidad Nacional de Ucayali, como requisito para optar el Título Profesional de Ingeniero Agrónomo.

Ing. Fernando Pérez Leal, Dr. .....
Presidente

Ing. María Adelaida Pilco Lozano, M.Sc. .....
Secretario

Ing. Roger Brayan Braga Sandoval, Dr. .....
Miembro

Ing. Jessica Madeley Ríos Guzmán, M.Sc. .....
Asesor

Bach. José Christian Ramos Espinoza .....
Tesista

UNIVERSIDAD NACIONAL DE UCAYALI
VICERRECTORADO DE INVESTIGACION
DIRECCION DE PRODUCCION INTELECTUAL

CONSTANCIA

ORIGINALIDAD DE TRABAJO DE INVESTIGACION

SISTEMA ANTIPLAGIO URKUND

N° V/0012-2021

La **Dirección General de Producción Intelectual**, hace constar por la presente, que el **Informe Final (Tesis) Titulado:**

"TÉCNICAS DE MULTIPLICACIÓN PARA LA PRODUCCIÓN DE SEMILLAS VEGETATIVAS DE PLÁTANO BELLACO HARTÓN (MUSA SP.) EN EL CASERÍO CENTRO YURAC – AGUAYTÍA"

Cuyo autor (es)	:	**RAMOS ESPINOZA, JOSE CHRISTIAN**
Facultad	:	CIENCIAS AGROPECUARIAS
Escuela Profesional	:	AGRONOMÍA.
Asesor(a)	:	Mg. RIOS GUZMÁN, JESSICA MADELEY

Después de realizado el análisis correspondiente en el Sistema Antiplagio URKUND, dicho documento presenta un **porcentaje de similitud de 10%.**
En tal sentido, de acuerdo a los criterios de porcentaje establecidos en el artículo 9 de la DIRECTIVA DE USO DEL SISTEMA ANTIPLAGIO URKUND, el cual indica que no se debe superar el 10%. Se declara, que el trabajo de investigación: SI Contiene un porcentaje aceptable de similitud, por lo que SI se aprueba su originalidad.
En señal de conformidad y verificación se entrega la presente constancia.

Fecha: 12/01/2021

Dra. DINA PARI QUISPE
Dirección de Producción Intelectual

AUTORIZACIÓN DE PUBLICACIÓN DE TESIS

REPOSITORIO DE LA UNIVERSIDAD NACIONAL DE UCAYALI

Yo, José Christian Ramos Espinoza

Autor de la TESIS titulada:

Técnicas de multiplicación para la producción de semillas vegetativas de plátano Bellaco Harton (Musa sp.) en el caserío Centro Yurac - Aguaytía.

Sustentada el año: 2021

Con la asesoría de: Ing. Jessica Madeley Ríos Guzmán, M. Sc.

En la Facultad de: Ciencias Agropecuarias

Carrera Profesional de: Agronomía

Autorizo la publicación:

PARCIAL [ ] Significa que se publicará en el repositorio institucional solo La caratula, la dedicatoria y el resumen de la tesis. Esta opción solo es válida marcar **si su tesis o documento presenta material patentable**, para ello deberá presentar el trámite de CATI y/o INDECOPI cuando se lo solicite la DGPI UNU.

TOTAL [X] Significa que todo el contenido de la tesis y/o documento será publicada en el repositorio institucional.

De mi trabajo de investigación en el Repositorio Institucional de la Universidad Nacional de Ucayali (www.repositorio.unu.edu.pe), bajo los siguientes términos:

Primero: Otorgo a la Universidad Nacional de Ucayali **licencia no exclusiva** para reproducir, distribuir, comunicar, transformar (únicamente mediante su traducción a otros idiomas) y poner a disposición del público en general mi tesis (incluido el resumen) a través del Repositorio Institucional de la UNU, en formato digital sin modificar su contenido, en el Perú y en el extranjero; por el tiempo y las veces que considere necesario y libre de remuneraciones.

Segundo: Declaro que la **tesis es una creación de mi autoría** y exclusiva titularidad, por tanto me encuentro facultado a conceder la presente autorización, garantizando que la tesis no infringe derechos de autor de terceras personas, caso contrario, me hago único(a) responsable de investigaciones y observaciones futuras, de acuerdo a lo establecido en el estatuto de la Universidad Nacional de Ucayali y del Ministerio de Educación.

En señal de conformidad firmo la presente autorización.

Fecha: 08 / 03 / 2021

Email: christianramosespinoza@gmail.com Firma: Christian

Teléfono: 929765469 DNI: 76301752

DEDICATORIA.

A Dios:

Por permitirme llegar a este momento tan especial en mi vida. Por los triunfos y los momentos difíciles que me han enseñado a valorarlo cada día.

A mis padres:

A mi padre José Ramos Auqui, por el apoyo incondicional y el valor del esfuerzo y la perseverancia para llegar a ser mejor cada día. A mi madre, Flor de María Espinoza Lapa, quien ahora es mi ángel, la que siempre me motivó a seguir luchando en las adversidades, por su cuidado y consejos que han sido la luz en mi camino para alcanzar cada uno de mis metas.

A mis hermanas:

Yessica, Julissa, Jimena, Jennifer y Ángeles Guadalupe por estar presentes en mi vida, por su amor, comprensión y consejos.

A mis sobrinos:

Jhosep, Dayana, Mishel, Milagros, Fernando, Harol y Brenda, por su amor puro que ellos me brindan.

AGRADECIMIENTO.

A la Universidad Nacional de Ucayali, mi alma mater y a los docentes de la Facultad de Ciencias Agropecuaria quienes contribuyeron con sus conocimientos en mi formación profesional.

A la Ing. Jessica Madeleyne Ríos Guzmán, asesor del presente trabajo de investigación, por su constante y desinteresada orientación, su invalorable apoyo técnico, metodológico y científico.

Al Dr. Fernando Pérez Leal, presidente de la tesis y a los miembros del jurado Ing., Brayan Braga Sandoval, y a la Ing. María Pilco Lozano, por el apoyo y enseñanzas brindadas.

A la Ing. Sofía R. Villanueva Claudio, con mucho cariño, por las palabras de aliento en seguir adelante y el apoyo incondicional para la realización del presente trabajo de investigación.

A todas aquellas personas que en forma directa o indirecta colaboraron en la realización del presente trabajo.

ÍNDICE.

Pág.

RESUMEN…… xii
ABSTRACT….. xiii
LISTA DE CUADROS…….xiv
LISTA DE FIGURAS……...xvi
I. INTRODUCCIÓN. 1
II. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA. 3
2.1. EL CULTIVO DE PLÁTANO. 3
2.1.1. El cultivo de plátano en el Perú. 3
2.1.2. Taxonomía del cultivo. 3
2.1.3. Cultivo del plátano Bellaco Harton (AAB). 4
2.1.4. Morfología general. 5
2.1.4.1. Raíces y el cormo…….5
2.1.4.2. Pseudotallo y hojas……...5
2.1.4.3. Inflorescencia y fruto…….6
2.1.4.4. Retoño o hijuelo……..……..6
2.1.5. Fenología del cultivo de plátano. 7
2.1.5.1. Fase vegetativa……7
2.1.5.2. Fase reproductiva…….8
2.1.6. Producción de plátano. 10
2.1.6.1. Establecimiento del cultivo……10
2.1.6.2. Siembra……11
2.1.6.3. Labores de mantenimiento……..11
2.1.7. Requerimientos edafoclimáticos. 12
2.2. PROPAGACIÓN DEL PLÁTANO. 13
2.2.1. Generalidades. 13
2.2.2. Material de propagación del plátano. 14

2.2.3. Propagación por eliminación de la dominancia apical. 15
2.2.3.1. Siembra……..15
2.2.3.2. Fertilización……...16
2.2.3.3. Romper la dominancia apical……16
2.2.3.4. Cosecha de hijuelos……16
2.2.3.5. Siembra de hijuelos……16
2.2.4. Métodos de producción de semillas vegetativas. 17
2.2.4.1. Método Hamilton……..17
2.2.4.2. Método Hamilton modificado……17
2.2.4.3. Método Barker……..19
2.3. TRABAJOS DE INVESTIGACIÓN. 20
III. MATERIALES Y MÉTODOS..... 22
3.1. LUGAR DEL CAMPO EXPERIMENTAL. 22
3.1.1. Ubicación del campo experimental..... 22
3.1.2. Historial del campo experimental. 22
3.1.3. Condiciones edafoclimáticas. 22
3.2. MATERIALES Y EQUIPOS. 24
3.2.1. Herramientas y materiales de campo. 24
3.2.2. Insumos. 25
3.2.3. Materiales de escritorio y equipos. 25
3.3. DISEÑO ESTADÍSTICO..... 25
3.3.1. Población y muestra. 25
3.3.2. Tipo de investigación..... 26
3.3.3. Variables. 26
3.3.1. Variable dependiente……..26
3.3.2. Variables independientes……..26
3.3.4. Tratamientos en estudio. 26
3.3.5. Diseño experimental..... 26
3.3.6. Análisis estadístico. 27

3.3.7. Características del campo experimental. 28
3.3.7.1. Área experimental……..28
3.3.7.2. Bloques……28
3.3.7.3. Unidad experimental (UE)……29
3.3.7.4. Croquis del campo experimental……29
3.4. EJECUCIÓN DEL EXPERIMENTO..... 31
3.4.1. Preparación del terreno. 31
3.4.1.1. Selección y limpieza del terreno……31
3.4.1.2. Muestreo del suelo del terreno……..31
3.4.1.3. Demarcación del terreno……31
3.4.1.4. Hoyado del terreno……..32
3.4.2. Siembra de las semillas del cultivar Bellaco Harton. 32
3.4.2.1. Obtención de las semillas……..32
3.4.2.2. Preparación y tratamiento de las semillas……...32
3.4.2.3. Clasificación y siembra de las semillas……33
3.4.3. Manejo del cultivo..... 33
3.4.3.1. Recalce……..33
3.4.3.2. Control de malezas……..33
3.4.3.3. Fertilización……...33
3.4.3.4. Deshoje y deschipe……34
3.4.4. Aplicación de los métodos de multiplicación. 34
3.4.4.1. Método Hamilton……..34
3.4.4.2. Método Barker……..34
3.4.4.3. Método Hamilton modificado (estaca de vampiro)….34
3.4.5. Cosecha de semillas vegetativas. 35
3.4.6. Actividades de gabinete. 35
3.4.6.1. Evaluación de las variables dependientes……...35
3.4.6.2. Visita de los jurados de tesis……35
3.4.6.3. Tabulación de datos y redacción del informe de tesis……35

3.5. VARIABLES EN ESTUDIO. 36
3.5.1. Biometría de la planta madre. 36
3.5.1.1. Número de hojas por planta……..36
3.5.1.2. Altura de pseudotallo de la planta……36
3.5.1.3. Diámetro del pseudotallo de la planta…….36
3.5.2. Producción de hijuelos y yemas de plátano. 36
3.5.2.1. Producción de hijuelos……...36
3.5.2.2. Producción de yemas de plátano……37
IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN. 38
4.1. BIOMETRÍA DE LA PLANTA MADRE. 38
4.1.1. Altura de planta. 38
4.1.2. Diámetro del pseudotallo..... 40
4.1.3. Número de hojas por planta. 42
4.2. PRODUCCIÓN DE HIJUELOS Y YEMAS DE PLÁTANO. 44
4.2.1. Producción de hijuelos. 44
4.2.1.1. Número de hijuelos por planta……44
4.2.1.2. Peso de los hijuelos……47
4.2.2. Producción de yemas por cormo. 53
4.2.2.1. Número de yemas por cormo……53
4.2.2.2. Peso de las yemas…….54
V. CONCLUSIONES. 60
VI. RECOMENDACIONES. 61
VII. LITERATURA CONSULTADA. 62
VIII. ANEXO. 69

RESUMEN.

El presente trabajo de investigación se ejecutó en el Fundo del señor Luis García, ubicado en el caserío Centro Yurac, distrito Padre Abad, provincia Padre Abad y región Ucayali. El cual consistió en evaluar tres métodos de multiplicación para la producción de semillas vegetativas de plátano Bellaco Harton (*Musa* sp.) donde los tratamientos en base a los métodos de multiplicación por rotura de la dominancia apical (Hamilton, Barker y Hamilton modificado) y un testigo, fueron distribuidos al azar en cuatro bloques. Se sembró 96 hijuelos de Bellaco Harton seleccionados con pesos de 700 a 900 g y provenientes de plantas altamente productivas y libres de plagas y enfermedades y a los 210 días después de la siembra e inicio de la floración de la planta; con alturas de 218 cm a 230 cm, diámetros del pseudotallo de 51 cm a 54 cm y con 28 hojas a 29 hojas por planta; se aplicó los tres métodos de multiplicación. Después de un mes de la aplicación de los métodos que rompen la dominancia apical con el fin de estimular la emisión de hijuelos; se observó que estadísticamente no hubo diferencias de los tratamientos en estudio en la emisión de hijuelos, que en promedio se emitió de 6.25 a 7.21 hijuelos por planta madre; pero, los hijuelos por planta madre del tratamiento T_3 (Método Hamilton modificado) alcanzaron mayor peso que los hijuelos provenientes del tratamiento T_0 (Sin técnica de multiplicación); además, aritméticamente los pesos de los hijuelos por planta por efecto de los tres métodos de multiplicación, fueron mayores al peso de los hijuelos del tratamiento T_0. Estadísticamente el peso de un hijuelo del tratamiento T_3 fue mayor en comparación al peso de un hijuelo de los tratamientos T_2 (Método Barker) y T_0; y además, aritméticamente el peso del hijuelo provenientes de los métodos de multiplicación, fueron mayores en comparación al peso del hijuelo tratamiento T_0. Respecto a la emisión de yemas por cormo, no se observó diferencias estadísticas entre los tratamientos en estudio; tampoco para el peso de cada yema.

Palabras clave: Bellaco Harton, Hamilton, Barker, Hamilton modificado.

ABSTRACT.

The present research work was carried out in the Estate of Mr. Luis García, located in the Centro Yurac village, Padre Abad district, Padre Abad province and Ucayali region. Which consisted of evaluating three multiplication methods for the production of vegetative seeds of Bellaco Harton banana (*Musa* sp.) Where the treatments based on the multiplication methods by breaking apical dominance (Hamilton, Barker and modified Hamilton) and a control, were randomly distributed in four blocks. 96 selected Bellaco Harton suckers were sown with weights of 700 to 900 g and from highly productive plants free of pests and diseases and at 210 days after sowing and the start of flowering of the plant; with heights of 218 cm to 230 cm, diameters of the pseudostem from 51 cm to 54 cm and with 28 leaves to 29 leaves per plant; the three multiplication methods were applied. After one month of the application of the methods that break the apical dominance in order to stimulate the emission of suckers; It was observed that statistically there were no differences in the treatments under study in the emission of suckers, which on average were emitted from 6.25 to 7.21 suckers per mother plant; However, the suckers per mother plant from the T_3 treatment (modified Hamilton method) reached higher weight than the suckers from the T_0 treatment (Without multiplication technique); Furthermore, arithmetically the weights of the suckers per plant as a result of the three multiplication methods were greater than the weight of the suckers of the T_0 treatment. Statistically, the weight of a sucker from treatment T_3 was higher compared to the weight of a sucker from treatments T_2 (Barker Method) and T_0; and also, arithmetically, the weight of the sucker from the multiplication methods was higher compared to the weight of the sucker treatment T_0. Regarding the emission of buds by corm, no statistical differences were observed between the treatments under study; neither for the weight of each bud.

Keywords: Bellaco Harton, Hamilton, Barker, Modified Hamilton.

LISTA DE CUADROS.

En el texto: **Pág.**

Cuadro 1. Datos meteorológicos durante el experimento…… 23

Cuadro 2. Análisis físico y químico del suelo del campo experimental……. 24

Cuadro 3. Descripción de los tratamientos en estudio……. 26

Cuadro 4. Esquema del análisis de varianza……. 27

Cuadro 5. Prueba de Duncan (α=0.05) para la altura de planta madre a los 30, 90, 150 y 210 días después de la siembra (dds)…….. 38

Cuadro 6. Prueba de Duncan (α=0.05) para el diámetro del pseudotallo de la planta a los 30, 90, 150 y 210 días después de la siembra (dds)……. 40

Cuadro 7. Prueba de Duncan (α=0.05) para el número de hojas por planta a los 30, 90, 150 y 210 días después de la siembra (dds)……... 42

Cuadro 8. Prueba de Duncan (α=0.05) para el número de hijuelos por planta…….. 45

Cuadro 9. Prueba de Duncan (α=0.05) del peso de los hijuelos cosechados por planta…… 47

Cuadro 10. Prueba de Duncan (α=0.05) del peso de un hijuelo…… 51

Cuadro 11. Prueba de Duncan (α=0.05) para el número de yemas por cormo……. 54

Cuadro 12. Prueba de Duncan (α=0.05) del peso de las yemas cosechadas por cormo…… 55

Cuadro 13. Prueba de Duncan (α=0.05) del peso de una yema cosechadas……... 58

En el anexo:

Cuadro 14A. Análisis de varianza para la altura de planta del plátano a los 30 días después de siembra…….. 70

Cuadro 15A. Análisis de varianza para la altura de planta del plátano a los 60 días después de siembra……. 70

Cuadro 16A. Análisis de varianza para la altura de planta del plátano a los 90 días después de siembra……. 70

Cuadro 17A. Análisis de varianza para la altura de planta del plátano a los 120 días después de siembra……. 71

Cuadro 18A. Análisis de varianza para la altura de planta del plátano a los 150 días después de siembra……. 71

Cuadro 19A. Análisis de varianza para la altura de planta del plátano a los 180 días después de siembra……. 71

Cuadro 20A. Análisis de varianza para la altura de planta del plátano a los 210 días después de siembra…….. 72

Cuadro 21A. Análisis de varianza para el diámetro del pseudotallo a los 30 días después de siembra……. 72

Cuadro 22A. Análisis de varianza para el diámetro del pseudotallo a los 60 días después de siembra……. 72

Cuadro 23A. Análisis de varianza para el diámetro del pseudotallo a los 90 días después de siembra……. 73

Cuadro 24A. Análisis de varianza para el diámetro del pseudotallo a los 120 días después de siembra…….. 73

Cuadro 25A. Análisis de varianza para el diámetro del pseudotallo a los 150 días después de siembra……. 73

Cuadro 26A. Análisis de varianza para el diámetro del pseudotallo a los 180 días después de siembra……. 74

Cuadro 27A. Análisis de varianza para el diámetro del pseudotallo a los 210 días después de siembra……. 74

Cuadro 28A. Análisis de varianza para el número de hojas por planta a los 30 días después de siembra…….. 74

Cuadro 29A. Análisis de varianza para el número de hojas por planta a los 60 días después de siembra…….. 75
Cuadro 30A. Análisis de varianza para el número de hojas por planta a los 90 días después de siembra…….. 75
Cuadro 31A. Análisis de varianza para el número de hojas por planta a los 120 días después de siembra……. 75
Cuadro 32A. Análisis de varianza para el número de hojas por planta a los 150 días después de siembra……. 76
Cuadro 33A. Análisis de varianza para el número de hojas por planta a los 180 días después de siembra……. 76
Cuadro 34A. Análisis de varianza para el número de hojas por planta a los 210 días después de siembra……. 76
Cuadro 35A. Análisis de varianza para el número de hijuelos por planta…….. 77
Cuadro 36A. Análisis de varianza para el peso de hijuelos por planta. 77
Cuadro 37A. Análisis de varianza para el peso de un hijuelo…… 77
Cuadro 38A. Análisis de varianza para el número de yemas por cormo……... 78
Cuadro 39A. Análisis de varianza para el peso de las yemas por cormo…….. 78
Cuadro 40A. Análisis de varianza para el peso de una yema……. 78
Cuadro 41A. Resultados de altura de planta de los tratamientos……. 79
Cuadro 42A. Resultados de diámetro del pseudotallo de los tratamientos……. 79
Cuadro 43A. Resultados promedios de hojas por planta de los tratamientos.…….. 79
Cuadro 44A. Resultados de los hijuelos por planta……. 80
Cuadro 45A. Resultados del peso de los hijuelos por planta.……. 80
Cuadro 46A. Resultados del peso de un hijuelo…….. 80
Cuadro 47A. Resultados de yemas por cormo……. 81
Cuadro 48A. Resultados del peso de las yemas por cormo…….. 81
Cuadro 49A. Resultados del peso de una yema por cormo…… 81

LISTA DE FIGURAS.

En el texto: **Pág.**

Figura 1. Croquis de campo experimental…… 29

Figura 2. Croquis del bloque experimental…… 30

Figura 3. Croquis de una unidad experimental……. 30

Figura 4. Altura de la planta madre de los tratamientos a los 30, 60, 90, 120, 150, 180 y 210 días después de la siembra……. 39

Figura 5. Diámetro del pseudotallo de los tratamientos a los 30, 60, 90, 120, 150, 180 y 210 días después de la siembra……. 41

Figura 6. Número de hojas por planta de los tratamientos a los 30, 60, 90, 120, 150, 180 y 210 días después de la siembra (dds)... 43

Figura 7. a) Producción total de hijuelos de los tratamientos en estudio en el área de investigación. b) Porcentaje de producción por tratamiento en estudio en relación al total de producción de hijuelos en el área de investigación……. 46

Figura 8. a) Correlación de Pearson entre la variable independiente (hijuelos) y la variable dependiente (peso). b) Porcentaje de producción de los tratamientos respecto a la producción total. c y d) Relación relativa de los pesos respecto al peso de los hijuelos de los tratamientos Hamilton modificado y Hamilton, respectivamente……. 49

Figura 9. a) Correlación de Pearson de la variable independiente (un hijuelo) y de la variable dependiente (hijuelos cosechados). b) Porcentaje de peso de los tratamientos respecto al peso total. c y d) Relación relativa del peso de un hijuelo respecto al peso de un hijuelo de los tratamientos Hamilton modificado y Hamilton…….. …….. 52

Figura 10. a) Porcentaje de peso de los tratamientos respecto al peso total. b) Relación relativa de los pesos de las yemas de los tratamientos en estudio respecto al peso de las yemas del tratamiento Testigo…….. 56

Figura 11. a) Porcentaje de peso de los tratamientos respecto al peso total. b) Relación relativa del peso de una yema de los tratamientos en estudio respecto al peso de una yema del tratamiento Barker…… 59

En el anexo:

Figura 12A. Limpieza del campo experimental usando machete…… 82
Figura 13A. Alineado del campo experimental con jalones, wincha y nylon…….. 83
Figura 14A. Poceado de los hoyos con dimensión de 30x30x30 cm por hoyo, y abonamiento con 200 g de guano de isla por hoyo.. 84
Figura 15A. Obtención de hijuelos de planta madre……. 85
Figura 16A. Traslado de los hijuelos al campo experimental……. 86
Figura 17A. Limpieza del cormo con la ayuda de un machete y desinfección de los hijuelos de plátano con el insecticida/nematicida……. 87
Figura 18A. Clasificación y siembra de los hijuelos……. 88
Figura 19A. Evaluación de las plantas de la parcela experimental (altura de planta, diámetro del pseudotallo y número de hojas)…… 89
Figura 20A. Control de malezas, deshoje y deschipe…….. 90
Figura 21A. Fertilización a las plantas de plátano, con 50 g de urea y 25 g de cloruro de potasio, aplicado con tacarpo…….. 91
Figura 22A. Primera visita del miembro de jurado Ing. María Pilco Lozano, en el mes de enero…… 92
Figura 23A. Aplicación del método Hamilton……. 93
Figura 24A. Aplicación del método Barker…….. 94
Figura 25A. Aplicación del método Hamilton modificado……. 95
Figura 26A. Cosecha de los hijuelos y yemas…… 96
Figura 27A. Peso de los hijuelos y yemas…….. 97

I. INTRODUCCIÓN.

La producción de plátano del cultivo Bellaco Harton es una de las actividades agrícolas más importantes que existe en la provincia de Padre Abad, por ser un cultivo bandera de la ciudad de Aguaytía, también por ser una provincia con alto rendimiento del plátano bellaco Harton en el país, con 15.30 t/ha (Cárdenas 2009), y sólo en el 2019 había 5,200 ha dedicados al cultivo de plátano Bellaco Harton y de los cuales, 4,160 ha (80%) están en producción, generando ingresos económicos directos a 1,450 familias (Municipalidad Provincial de Padre Abad 2019). Por eso, hay un gran interés de seguir instalando áreas nuevas, porque cuenta con un mercado seguro y sobre todo, existe una gran preferencia del consumidor local y nacional, por ser un cultivo con una buena textura y sabor, y se puede consumir cocinado y frito.

Sin embargo, existe una limitante que se presenta al momento de renovar o extender el área de cultivo de plátano; y es la escasez de semillas disponibles para la siembra, porque los agricultores no cuentan con áreas de semilleros autorizados que son manejados técnicamente. Por eso en la actualidad, los agricultores de esta provincia usan semillas vegetativas degeneradas de baja calidad genética (racimos de bajo peso y poco número de dedos) que causa bajos rendimientos de producción y por consecuente bajos ingresos económicos a los productores.

Es decir, no existen áreas destinadas a la producción de semillas de plátano Bellaco Harton provenientes de plantas madres altamente productivas y de buenas características biométricas; y además, la obtención de semillas por planta, es bajo, porque no se aplican técnicas de multiplicación o propagación que incrementen la producción de semillas por planta con buenas características biométricas, porque según Rojas *et al*. (2010), hay técnicas de multiplicación a partir de la eliminación de la dominancia apical de la planta madre, logrando producir hasta 20 semillas por planta en un periodo de nueve meses.

Por eso, para solucionar este inconveniente; es necesario encontrar métodos alternativos y baratos, que consisten en aplicar métodos con el objetivo de estimular la brotación de yemas laterales del cormo a partir de la eliminación de la dominancia apical. Estos métodos (Hamilton, Barker y Hamilton modificado) que difieren en su procedimiento, son desconocidos por los productores y sus resultados estadísticos bajo condiciones de Padre Abad, tanto en productividad y formación de las semillas, aún no se han verificado. En definitiva, este trabajo de investigación se justifica en encontrar una técnica de multiplicación de hijuelos que garantice alta producción de hijuelos con excelentes características biométricas. De esta manera se busca dar solución al problema de la baja disponibilidad de semillas vegetativas en calidad y cantidad; además, de conservar las características genéticas del germoplasma.

Al respecto, indicamos la hipótesis siguiente: que por lo menos un método de multiplicación (Hamilton, Barker y Hamilton modificado o estaca de vampiro) en las plantas madres del cultivar Bellaco Harton, debe rendir los mayores resultados en la obtención de semillas de plátano en el caserío Centro Yurac, distrito Padre Abad.

Por lo indicado anteriormente, planteamos los siguientes objetivos:

Objetivo general:

1. Evaluar tres métodos de multiplicación en la producción de semillas por planta madre de plátano Bellaco Harton en el caserío Centro Yurac – Aguaytía.

Objetivos específicos:

1. Determinar el método de multiplicación que permita producir la mayor cantidad de semillas vegetativas de plátano Bellaco Harton.

2. Determinar el método de multiplicación que permitirá producir en el menor tiempo semillas vegetativas de plátano Bellaco Harton.

II. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA.

2.1. EL CULTIVO DE PLÁTANO.

2.1.1. El cultivo de plátano en el Perú.

El cultivo del plátano y banano en el Perú, tiene una gran importancia social y económica (Quispe 2019), porque genera ingresos permanentes para los agricultores, constituyendo una "caja chica" con el fin de financiar otras actividades agrícolas (Herrera y Colonia 2011). La producción de plátano entre los años 2009 – 2018, creció a una tasa promedio anual de 1.80%; debido principalmente a una moderada mejora de los rendimientos, porque pasaron de 11.90 t/ha a 13.50 t/ha con un ligerísimo incremento de la superficie cosechada, cuya tasa de crecimiento fue de apenas 0.50%. Por su parte, los precios en chacra registraron un crecimiento promedio anual de 4.00%, pasando de S/ 0.42 por kg en el 2009 a S/ 0.60 por kg en el 2018 (MINAGRI 2019). En el 2011, 90% de la producción se destinaba al autoconsumo y la diferencia, se destina a la comercialización regional, nacional y para exportación (Herrera y Colonia 2011). El 2018, la región de Ucayali representó 11.60% del área producción nacional con 19,400 ha; siendo el cuarto productor de plátano y banano con 13% de la producción nacional (MINAGRI 2019).

2.1.2. Taxonomía del cultivo.

Según Integrated Taxonomic Information System (2020), la siguiente clasificación taxonómica es:

Reino : Plantae.
Subreino : Viridiplantae.
División : Tracheophyta.
Clase : Magnoliopsida.
Superórden : Lilianae.
Orden : Zingiberales.
Familia : Musaceae.
Género : *Musa* L.
Especie : *M. paradisiaca* L.

2.1.3. Cultivo del plátano Bellaco Harton (AAB).

El plátano Bellaco o también conocido Harton, pertenece al subgrupo plátano, *Musa* AAB (Zavaleta 2006). Este plátano, es consumido cocido o en frituras, en verde o maduro; caso contrario con el banano, que es consumido como fruta de mesa, como por ejemplo el Seda (Herrera y Colonia 2011). Pertenece al grupo triploide AAB (Cárdenas 2009; Flores 2011) y se cultiva en la selva y costa norte del país (Ushiñahua 2006; Flores 2011) y altamente susceptible a sigatoka negra, pero resistente a las razas uno y dos de *Fusarium* (Flores 2011).

Para fines comerciales se cultiva entre el nivel del mar y los 1320 m de altura. La duración de su ciclo vegetativo varía entre once meses a nivel del mar y de 17 o 18 meses a 1320 m de altitud (Waldo 2015); pero en promedio su ciclo fenológico dura 454 días (Ushiñahua 2006). Presenta un pseudotallo verde rosado alcanzando promedios de altura de 3.00 m con un diámetro de 0.24 m (Flores 2011; Waldo 2015); también se ha reportado altura promedio de 3.78 m y un diámetro de 0.30 m (Flores 2011) y que en la floración alcanza 1.93 m y para la cosecha 2.70 m con una circunferencia de 0.46 m (Ushiñahua 2006).

Las brácteas de la inflorescencia son rectas y caen con facilidad en lo que se diferencia del cultivo Inguiri; además, las flores masculinas presentan un color amarillo (Hidalgo 2003; Ushiñahua 2006). Su racimo presenta un promedio de 70 frutos, con un peso por unidad de alrededor de 180 g con una pulpa del fruto maduro de amarillo a rosado (Zavaleta 2006); también con frutos de 30 a 40 cm de largo y con un peso de 400 g por fruto (Waldo 2015) o promedio de 650 g (Flores 2011). Bajo condiciones de Tarapoto, se reportó una producción de 34.58 dedos por racimo, 5.71 manos por racimo, con 9.81 kg por racimo y con rendimiento de 13.08 t/ha; es que además, en la cosecha con 5.60 hojas por hijuelo; en la floración se alcanza a 2.92 hijuelos y en la cosecha, 7.13 hijuelos (Ushiñahua 2006).

2.1.4. Morfología general.

2.1.4.1. Raíces y el cormo.

Las raíces son las encargadas de obtener nutrientes del suelo, para la planta y retoños, así como su anclaje. La emisión de raíces se suspende después de iniciar la floración de seis a siete meses después de la siembra. El color de las raíces varía según la edad y etapa de desarrollo, al inicio es blanco cremoso a pardo amarillo hasta un color castaño oscuro en una edad avanzada. La longitud está influenciada por la textura, estructura del suelo; aparecen en grupos de 3 a 4 y miden de 5 a 10 mm de grosor y llegan a alcanzar una longitud de 5 m si no son obstruidas (Jiménez *et al*., 2008). El cormo es un tallo con ramificación monopódica formado por numerosos entrenudos cortos cubiertos por la base de las hojas. De los nudos brotan las raíces adventicias, en tanto que las yemas laterales surgen del cormo original durante la producción de las hojas, opuestas a cada hoja en un ángulo de 180° un cormo bien desarrollado puede tener de 25 a 40 cm de diámetro y pesar de 6.9 a 11.5 kg según el clon y la edad de la planta (Quispe 2019).

2.1.4.2. Pseudotallo y hojas.

El pseudotallo está constituido por las vainas envolventes de las hojas, el verdadero tallo aéreo se inicia a partir del cormo y llega a finalizar en la inflorescencia; su función consiste en brindar conexión vascular entre las hojas y las raíces, así como entre los frutos y las hojas que adicionalmente ofrece a la planta apoyo y almacena reservas amiláceas e hídricas (Herrera y Colonia 2011). La longitud y grosor del pseudotallo están relacionados directamente con el tipo de clon y con el vigor inseparable de la planta resultado de su estado de crecimiento; y se estima que el pseudotallo de una planta adulta puede medir hasta 5 m y poseer 40 cm de diámetro aproximadamente (Quispe 2019). Las hojas se componen de vaina, pecíolo, lámina y apéndice y se dan del meristemo terminal y desarrollan de modo diferencial de acuerdo a la edad de la planta. Un grupo de numerosas vainas se disponen concéntricamente y de forma muy apretada para formar los falsos talos, los que pueden poseer hasta 40 vainas durante su vida (Jiménez *et al*., 2008).

2.1.4.3. Inflorescencia y fruto.

La inflorescencia inicia una vez ocurrida la diferenciación floral de la planta cuando produce el 50% de las hojas, la cual después de determinados procesos fisiológicos conduce a la formación del racimo. Una vez que el ápice de la inflorescencia aparece en la parte superior de la planta en la bellota, esta continúa desarrollando verticalmente hasta llegar a completar su emergencia del pseudotallo del banano (Galán y Robinson 2013). El fruto del banano crece en el racimo, como una baya larga, carnosa con cascara amarilla roja o morada y numerosas semillas negruzcas a lo largo de la parte central de la pulpa, puede ser blanca amarillenta o rosada, dependiendo el grado de madurez. El color de la cáscara al principio es verde, luego el color en la maduración puede ser amarilla (Martínez *et al*., 2002).

2.1.4.4. Retoño o hijuelo.

La planta madre controla el crecimiento de los hijuelos y sí la planta sigue creciendo, los hijuelos tienden a crecer lentamente y a permanecer con las hojas angostas en forma de flecha. Cuando el pseudotallo central es cortado, o dañado por insectos; los hijuelos empiezan a crecer rápidamente y pronto forman hojas anchas. El desarrollo de una yema lateral en el cormo central es la muestra es estar bajo control hormonal. El cormo central puede tal vez limitar el desarrollo de las yemas en la síntesis de antiauxinas, porque estas se acumulan en las yemas jóvenes y regulan su velocidad de crecimiento. Esta regulación es determinada por la velocidad de absorción de esta sustancia y su estabilidad. Se puso de manifiesto que los hijos de plátanos y bananos se encuentran en posición axilar siguiendo la filotaxia. En teoría, una platanera posee la potencialidad de producir tantos retoños como hojas emitidas (Zavaleta 2006).

En un bulbo se puede notar unas yemitas poco salientes y cuya longitud disminuye hacia la parte superior del bulbo, porque la yema en principio se desarrolla lateralmente debido a la tierra que le envuelve; pero luego se endereza y las escamas foliares están más desarrolladas en su base, el

meristemo sufre una influencia geotrópica negativa, cuando la yema alcanza un diámetro de 6 a 8 cm la parte basal tiende a inflarse y redondearse, cuyo efecto es una contrición entre el bulbo principal y el renuevo (Barrera *et al*., 2011). En un retoño, las hojas que brotan primero son las rudimentarias y el desarrollo subsiguiente depende de la yema; un retoño normalmente presenta hojas rudimentarias, hojas anchas en el curso de su desarrollo. El endurecimiento del retoño es rápido y la parte superior se alarga casi verticalmente, mientras que el bulbo se desarrolla adquiere una forma esférica; la parte superior del retoño perfora la superficie del suelo, se observa que en cuanto se corta el pseudotallo de un plátano no florido sus bulbos son casi inmediatamente producen retoños (Zavaleta 2006).

2.1.5. Fenología del cultivo de plátano.

2.1.5.1. Fase vegetativa.

Brotación y emergencia (V_0): La emergencia ocurren dos eventos importantes; el primero, es la formación de raíces que provienen de los nudos del cormo, de tipo fibroso, con abundantes raíces secundarias. Después de la siembra las raíces varían de 5, 15 y 24 raíces en un tiempo de 5, 10 y 15 días. El segundo evento es la formación de las hojas funcionales que son lanceoladas y laminadas culminando esta etapa entre 15 a 21 días en promedio (Aristizábal y Jaramillo 2010).

Plántula (V_1): Inicia desde la primera hoja funcional que es un crecimiento activo de la planta, y dura 98 días culminando cuando aparecen los primeros hijuelos. El total de hojas producidas en esta etapa es de 14; el área foliar es de 2.80 m2 y la emisión foliar es de siete días en promedio (Coto 2009).

Formación de hijuelos (V_2): El cormo al principio es de forma cilíndrica, pero cuando han transcurrido tres meses desde la siembra, empieza a tomar una forma de cono truncado y desarrolla un segundo cormo, cuya base está a una profundidad de 20 a 25 cm del nivel del suelo (Barrera *et al*., 2011). En esta etapa ocurre la formación de raíces nodales hasta la

formación de las raíces adventicias. Por otro lado, se presentan hijuelos espada; que se identifican por su vigor y desarrollo que tienen forma de cono, sus hojas son lanceoladas y son la principal fuente de material de siembra (Aristizábal y Jaramillo 2010).

Alargamiento de entrenudos (V_3): En esta etapa marca el comienzo de la formación del tallo floral, el cual es el resultado del alargamiento de los entrenudos, que comienza con los nudos noveno o décimo, dando origen a un tallo que en la parte terminal muestra un primordio de hoja (Martínez *et al*., 2002).

2.1.5.2. Fase reproductiva.

Iniciación floral (R_4): En el ápice del tallo floral se forma el primordio de bellota, que consecutivamente dará origen al racimo; posterior a la diferenciación floral, esto ocurre cuando en promedio han emergido 28 hojas; paralelo a este proceso, en el hijo mayor se forma la primera hoja funcional, lo cual es un índice de que este se independiza fisiológicamente de la planta madre (Quispe 2019).

Desarrollo de la bellota (R_5): Una vez ocurre la iniciación floral, o sea cuando el primordio de inflorescencia es visible a simple vista, la futura bellota es impulsada hacia arriba por entre las vainas de las hojas ya emitida. A medida que ocurre el alargamiento de entrenudos el tamaño de la bellota se incrementa notablemente; ésta siempre va a estar envuelta por las hojas que aún no han emergido; cuando este proceso termina, antes de la emisión floral, los entrenudos ubicados hacia los extremos del tallo floral son de menor longitud que los localizados están en la parte media del mismo (Quispe 2019).

Floración (R_6): La bellota emerge en forma vertical y el color de las brácteas es verde; posteriormente a los siete días en promedio esta adquiere una posición horizontal y sus brácteas comienzan a adquirir el color morado o púrpura; luego adquiere forma colgante, para que luego ocurra la apertura de la primera bráctea basal, con lo cual culmina esta etapa (Aristizábal

y Jaramillo 2010).

Iniciación del racimo (R_7): Cuando las brácteas se separan queda expuesto el racimo floral, conformado por el raquis del cual quedan grupos de flores organizadas en dos hileras, distribuidos en el raquis en forma de espiral; las flores pueden ser; femeninas, ubicadas en la parte basal, neutrales en la parte media, y masculinas, en la parte apical. Las primeras se desarrollan partenocárpicamente para dar origen a los frutos, las neutras forman falsos dedos que no se desarrollan y las masculinas conforman la parte terminal de la inflorescencia cuyas brácteas no se abren. Este evento comienza a ocurrir a los 15 días después de la emergencia de la bellota y dura entre siete días aproximados. Al final de esta etapa se observan, entre siete y nueve manos expuestas que constituyen el racimo (Palencia *et al*., 2006).

Llenado del racimo (R_8): En esta etapa empieza la acumulación de carbohidratos en las manos, lo cual ocurre cuando las manos basales predominan con respecto a las terminales, haciendo que la forma del racimo sea triangular; igualmente el tamaño de los dedos disminuye con la misma tendencia que se llega a observar en las manos con una duración promedio de 120 días (Quispe 2019). Entre los 20 y 60 días después de floración, la acumulación de materia seca es superior en la cáscara que en la pulpa, mientras que después de los 80 días, se invierte. En los primeros estados, el fruto forma primero su envoltura y en la cáscara se presenta mayor contenido de materia seca y proteína bruta (Rojas *et al*., 2010).

Maduración (R_9): La maduración del racimo ocurre cuando este se encuentra en la planta o después de ser cosechado. En el primer caso, la evidencia es la aparición de un dedo de coloración amarilla (denominado guía) en la primera o segunda mano; en el segundo caso, el proceso incluye cambios de pigmentación de la cáscara del fruto hasta adquirir una tonalidad amarilla uniforme; la cosecha debe efectuarse cuando se observa la guía (Aristizábal y Jaramillo 2010).

2.1.6. Producción de plátano.

2.1.6.1. Establecimiento del cultivo.

Época de siembra: Es sembrado en cualquier época del año, siempre y cuando haya suficiente humedad, ya sea por precipitación pluvial o riego. Debe haber una siembra escalonada para una adecuada producción en el año (Zavaleta 2006).

Preparación del terreno: Seleccionada el área de siembra; se considera el estado en que está el terreno y si está lleno de malezas, se debe limpiar bien hasta eliminarlas. Se debe realizar control de malezas, preparación de suelo, arar a una profundidad de 0.40 m y rastrear ocho días después para desmenuzar los terrones e incorporar rastrojos, y luego efectuar el estaquillado (Rodríguez y Guerrero 2002).

Estaquillado y ahoyado: Determinado la densidad de siembra, se procede a marcar el terreno haciendo uso de cordeles y estacas que llegan a señalar el lugar donde se colocan los rizomas. Las dimensiones del hoyo de siembra en suelos francos, pueden ser de 0.40 x 0.40 x 0.40 m; y en suelos más arcillosos de 0.60 x 0.60 x 0.60 m (Rodríguez y Guerrero 2002). El distanciamiento entre plantas depende del cultivar, hijuelos por mata y fertilidad del suelo. Las distancias más aconsejables están entre 3.00.a 3.50 m, en tresbolillo o cuadrado (Zavaleta 2006).

Profundidad de instalación: La profundidad de la instalación en conjunto con la textura y estructura del suelo son consideradas entre otros aspectos, como los factores que tienen una gran injerencia sobre los procesos de germinación, brotación, desarrollo de la planta. Sin embargo, a pesar de su importancia este factor depende de si al rizoma se deja o no un pedazo de pseudotallo. En caso afirmativo, la profundidad empleada oscila entre los 30 y 40 cm, mientras que el caso negativo dicho valor se ha correlacionado con el tamaño del rizoma el cual se cubre con una capa de suelo de 5 a 10 cm de espesor (Barrera *et al*., 2011).

2.1.6.2. Siembra.

Selección de semilla: Las semillas de plátano deben ser sanas, libres de plagas y enfermedades. Los cormos deben ser originados de plantas cosechadas. Sin son hijuelos, deben tener forma de una espada, porque estas llegan a presentar buenas características como futura planta productora y deben tener aproximadamente 1 m de altura, con la base ancha y vigorosa, con pesos de 1.80 a 2.30 kg y con dos a tres yemas bien desarrolladas (Rodríguez y Guerrero 2002).

Limpieza y desinfección de los cormos: La limpieza de los cormos se hace con un machete con el fin de remover las raíces y tierra adherida. Es muy importante hacer la desinfección de los cormos cosechados; se recomienda aplicar el mismo tratamiento recomendado para la siembra, porque así se estimula el enraizamiento de los cormos y desarrollo del brote vegetativo (Coto 2009).

Procedimiento de siembra: En los suelos arcillosos se debe agregar 14 kg de materia orgánica a cada hoyo. Los rizomas se distribuyen por tamaños procurando que el área tenga un tamaño de semilla uniforme. Aplicar fertilizante en el fondo del hoyo de siembra y cubierto con una capa de tierra no menor de 0.02 a 0.05 m de espesor. El rizoma se cubre con una capa de 0.05 a 0.10 m de suelo y apisonado por ambos lados, pero formando un montículo. Los primeros brotes aparecen entre los 15 a 20 días y los 30 de 45 días se debe inspeccionar el área de siembra, para efectuar la resiembra de tolos rizomas que no germinaron (Rodríguez y Guerrero 2002).

2.1.6.3. Labores de mantenimiento.

Deshoje: Labor de eliminar las hojas secas que no son funcionales a la planta para conservar mayor sanidad. En el caso de las plantas aun pequeñas, deshojar con un machete bien afilado y desinfectado. El corte debe hacerse en bisel de abajo hacia arriba y permite que la planta conserve la mayor sanidad. El fin de esta práctica proporciona mayor cantidad de luz a los hijuelos (Barrera *et al*., 2011).

Deshije: Es una práctica cultural que tiene como objetivo obtener una densidad adecuada por unidad de superficie, para mantener un espaciamiento uniforme entre plantas, regular el número de hijuelos por unidad de producción y seleccionar a los mejores hijuelos, que son sanos, vigorosos y de crecimiento muy bien desarrollado. Por otro lado, con un deshijado constante y eficiente, se obtiene mayor producción y distribuida en todo el año (Herrera y Colonia 2011).

Control de malezas: El plátano es un cultivo limpio, es decir, necesita estar libre de las malezas porque estas compiten por luz, agua nutriente, que en ocasiones son hospederas de enfermedades e insectos plagas. Se recomienda mantener lo más limpio posible durante el primer año de establecido el cultivo, porque en este estado las plantas pequeñas están más espaciadas y competencia de las malezas es mayor, siendo las más nocivas las gramíneas (Zavaleta 2006).

Cosecha: La cosecha es la actividad de recolectar los racimos que han completado su madurez fisiológica. Se considera que el racimo está desarrollado totalmente entre los 70 a 100 días después de aparecer la flor. El racimo se corta cuando todavía está verde, pero en sazón, es decir, cuando los frutos estén llenos y redondeados. El corte se inicia con la puya del pseudotallo por la mitad para que la planta doble lentamente y el racimo no golpee el suelo. Posteriormente se separa el racimo del pseudotallo y se transporta al lugar de acopio. Una vez cosechado se le da el tratamiento necesario para mejorar su presentación, prolongar el tiempo de verde, quitar las manchas ocasionadas en la cosecha y evitar el ataque de hongos en el pedúnculo (Palencia *et al*., 2006).

2.1.7. Requerimientos edafoclimáticos.

Las zonas tropicales son las óptimas para el desarrollo del cultivo de plátano, ya que son húmedas y muy cálidas; la altitud adecuada para la siembra de plátano va desde el nivel del mar hasta los 2,000 msnm; el período vegetativo del plátano se prolonga en diez días en cada 100 msnm; la temperatura óptima para el cultivo de plátano es 26 °C; requiere para una buena producción de 120

a 150 mm de la lluvia mensual o 1,800 mm anuales (Palencia *et al.,* 2006). Por otro lado, las necesidades hídricas alcanzan unos 150 m^3 de agua por semana y por hectárea; por eso, los suelos aptos para el desarrollo de este cultivo, son aquellos suelos que presentan una textura franco arenosa, franco arcillosa, franco arcillo limosa y franco limosa, permeables, profundos (1.20 a 1.50 m) bien drenados y ricos en materias nitrogenadas, y tolerancia a la acidez. El pH 5.00 a 6.00 siendo el mejor, y además se tiene mejor desarrollo en suelos planos, o con pendientes al 1%; se recomienda el análisis de suelo para su dosificación por campaña (Herrera y Colonia 2011).

2.2. PROPAGACIÓN DEL PLÁTANO.

2.2.1. Generalidades.

Sin embargo la escasez de cormos disponibles para la siembra; es para los agricultores una limitante que se presenta al momento de renovar o extender el área de cultivo de plátano (Coto 2009). Por eso, mediante el cormo rizoma o bulbo; las musáceas se propagan y desarrollan yemas laterales llamados hijuelos, las que luego se convertirán en plantas y reemplazarán a las que ya dieron sus frutos. Por eso, estos materiales tienen que proceder de plantas productivas, jóvenes y sanas (Herrera y Colonia 2011). Para tener éxito comercial se necesita buenas semillas y material de propagación en cantidad suficiente y calidad adecuada, pero sin que incremente los costos de producción; sin embargo, tampoco es menos importante el establecimiento de hijuelos vigorosos, porque dan plantaciones homogéneas, y faciliten labores de mantenimiento y fructificación uniforme (Martínez *et al*., 2002).

Los cormos se obtienen de las plantaciones comerciales destinadas a la producción de fruta; pero arranques continuos de cormos de estas plantaciones, puede reducir considerablemente los rendimientos. Por eso, esta actividad se debe hacer con prudencia y se debe seleccionar de plantaciones a plantas madres con características especiales conformes con su genotipo, con racimo bien conformado, buen tamaño, buen porte y libres de daños de plagas y enfermedades. El potencial productivo de yemas vegetativas de las musáceas es alto, equivale al número de hojas (38 a 42) que emiten las plantas durante su

ciclo productivo. Sin embargo, se aprovecha un máximo de cinco a diez yemas por planta, y con 25% del potencial productivo de yemas. Con el fin de aprovechar eficientemente el referido potencial, se han desarrollado diferentes metodologías que se aplican a las musáceas para inducir la brotación de yemas y/o acelerar su proceso de desarrollo (Coto 2009).

2.2.2. Material de propagación del plátano.

El material de propagación de plátano; debe ser seleccionado en base a dos tipos de semillas según Marcelino *et al*., (2012):

Tipo cormo: Los que se dan de brotes bien desarrollados y sincronizados, con una altura entre 0.75 y 1.50 m y peso ideal para la siembra de 1.50 a 2.50 kg. Es el material más conocido y usado para las siembras, por su abundancia, vigor, facilidad de manejo y transportación.

Tipo cormito: Son estructuras vegetativas poco desarrolladas, que se dan a partir del desarrollo de yemas. Estas estructuras pesan menos que los cormos y se usan como semillas con pesos entre 250 a 350 g. Asimismo; para que los cormitos sean aprovechados, se requiere establecerlos en viveros y dos meses después deben ser llevados al campo definitivo; porque permite aprovechar un material vegetativo y aprovechamiento de todo el material de siembra disponible dentro de la parcela para el momento que se desea; además dan parcelas muy homogéneas y con alto potencial de producción.

Los cormos de plátano para su propagación según Coto (2009), se les selecciona de la forma siguiente: a) Cormo de pseudotallo con floración: son brotes originados del cormo de una planta cosechada en una generación anterior; están en un ángulo de 180 grados respecto al hijo de sucesión. b) Cormo de pseudotallo sin floración: los brotes son de buen vigor debido a que el cormo madre, al mantener activo su meristemo apical continúa emitiendo raíces y hojas. Este tipo de semillas origina plantas de alto potencial productivo. c) Hijos de espada: nacen profundos y alejados de la base de la planta madre, crecen fuertes y vigorosos; el follaje termina en punta, de ahí su nombre y es el mejor ubicado. Por su ubicación reciben nutrición y dominancia apical de la planta

madre, teniendo un desarrollo sincronizado con un sistema de raíces bien desarrollado y un sistema foliar formado por escasas hojas angostas y lanceoladas. Los primeros hijuelos son los más vigorosos y en general es el mejor. d) Hijos de agua: desarrollan hojas anchas a temprana edad debido a deficiencias nutricionales; por eso, deben ser eliminados y se usan cuando hay un solo hijo de espada. e) Hijo de rebrote o retoño: son aquellos que rebrotan después del deshije. Se recomienda que se corten los hijuelos de agua y los de retoño para dejar la planta madre en producción, un hijuelo de espada de edad media y otro de corta edad, es decir, madre, hijo y nieto.

2.2.3. Propagación por eliminación de la dominancia apical.

De acuerdo a Días *et al*., (2007), Rosales *et al*., (2008) y Coto (2009), hay diversas metodologías; pero hablaremos de la propagación rápida por hijuelos mediante la inducción de brotación de yemas por la eliminación de la dominancia apical. Esta metodología se basa en romper la dominancia apical del hijuelo, porque es una técnica para la producción masiva de hijuelos y produciendo en promedio de cinco a diez cormos por punto de siembra en un periodo de ocho a nueve meses. Equivalente a producir 33,330 a 66,660 hijuelos por hectárea. Para que exista una mayor eficiencia posible, se recomienda realizar cuidadosamente las actividades que a continuación se describen:

2.2.3.1. Siembra.

Es recomendable sembrar al inicio material libre de nematodos, plagas y enfermedades. Todos los materiales de siembra deben ser sanos y limpios sin vestigio de raíces y tierra. Para protegerlo del ataque de plagas y enfermedades, estos cormos deben ser desinfectados con diversos productos fitosanitarios. El área donde se sembrará, debe estar libre de malezas y drenados, y ubicados cerca del área donde será establecida la nueva plantación y que el suelo de preferencia sea franco. La siembra puede hacerse en doble hilera, utilizando un espacio de 3.00 m de centro a centro de doble hilera, 1.20 m entre hilera y 1.00 m entre plantas, con lo cual se obtiene una densidad de siembra de 6,666 plantas por hectárea.

2.2.3.2. Fertilización.

Para promover desarrollo y crecimiento de las yemas; se debe realizar la fertilización un mes después de la siembra, porque es recomendable, ya que el cormo a esa edad ha desarrollado raíces por lo que facilitan la absorción de nutrientes. Se debe aplicar nitrógeno y otros nutrientes según las recomendaciones brindadas por el laboratorio de suelos después del respectivo análisis del suelo.

2.2.3.3. Romper la dominancia apical.

Para romper la dominancia apical e inducir el desarrollo de las yemas de forma acelerada; se deben seleccionar plantas entre seis y siete meses después de la siembra, ya que a esta edad se tiene la certeza que ha ocurrido la diferenciación floral de las plantas y a la vez éstas presentan una alta brotación de yemas laterales. La dominancia apical se rompe cortando o podando el pseudotallo de la planta al ras del suelo.

2.2.3.4. Cosecha de hijuelos.

La cosecha se hace arrancando todos los hijuelos emitidos por cada punto de siembra o se puede dejar en cada punto de siembra el brote más desarrollado para continuar con la producción de hijuelos sin necesidad de sembrar nuevamente otro lote semillero. Si la cosecha se hace un mes después de la poda de las plantas, se obtiene de ellas hijuelos con tamaño idóneo (menos de 0.50 kg cada uno); los cuales se siembran en bolsas plásticas o en cama enraizadora y se manejan como vivero. Si la cosecha se hace dos meses después de la poda de las plantas; el tamaño de los hijuelos (más de 0.50 kg cada uno) es apto para la siembra directa en el campo.

2.2.3.5. Siembra de hijuelos.

Antes de la siembra de los hijuelos; la tierra que está adherida a las raíces de los cormos, debe ser removida con un machete para

posteriormente ser desinfectada. Tal como se explicó anteriormente, los hijuelos grandes (más de 500 g de peso) deben ser sembrados directamente en el campo para desarrollar la nueva plantación de plátano o banano. A los hijuelos pequeños se les da un manejo diferente hasta que producen la plántula que se llevará al campo definitivo.

2.2.4. Métodos de producción de semillas vegetativas.

Para obtener material de siembra a través de métodos convencionales; llega a depender de la capacidad que tienen estas plantas para producir los retoños e influido por las condiciones ambientes, manejo agronómico, etc.; limitando tanto la cantidad y tiempo necesario para su producción. Por eso, estos procesos lentos requieren de la aplicación de sustancias naturales o procesadas (fitohormonas), o bien de actividades inherentes al desarrollo de las plantas (aporque, eliminación de la yema apical etc.) que estimulen la brotación y acorten el periodo de producción de semillas (Martínez *et al*., 2002). Por eso, existen métodos más eficientes y bajo costo, que consisten en la inducción de brotación, eliminando la dominancia apical aplicado a plantas de seis y siete meses después de la siembra (Coto 2009). Para eso eliminar la dominancia apical que está gobernada por las auxinas, llega a liberar las yemas o meristemos laterales que están en dormancia. Por lo tanto, el aumento de las citocininas da inicio a un sinnúmero de eventos en cadena que conllevan a una mayor actividad celular de los meristemos, aumentando así la tasa de división celular que origina a la regeneración de nuevos puntos meristemáticos (Pernisová *et al*., 2009). Los métodos de producción en estudio se describirán a continuación:

2.2.4.1. Método Hamilton.

Es una metodología que consiste en eliminar el pseudotallo de la planta madre en pleno desarrollo vegetativo y antes que suceda la diferenciación floral en el interior del cormo (Cruz y Ruiz 2012); es decir cuando haya cumplido seis meses de edad con 16 a 20 hojas aproximadamente (Hidalgo 2012) o cuando haya emitido 50% de su sistema foliar (Cruz y Ruiz 2012). Con

el método Hamilton se elimina la yema apical con el fin de romper la dominancia apical para inducir la activación de las yemas laterales y producir mayor número de hijuelos por cormo, que pueden permanecer en el campo o llevadas a vivero (Álvarez *et al*., 2013). Para aplicar este método, se utiliza un machete y se corta en forma de bisel a una altura de 1.50 m aproximadamente. Con esta acción se elimina la dominancia apical y se origina una inducción en el número de yemas (Cruz y Ruiz 2012) y fertilizando con materia orgánica para producir en promedio trece hijuelos por sitio (Hidalgo 2012).

2.2.4.2. Método Hamilton modificado.

El método Hamilton modificado (Cedeño 2015; Noriega 2010); llamado también estaca de vampiro (Cruz y Cruz 2012) o falsa decapitación (Noriega 2010); se usa en plantas madres en desarrollo vegetativo con emisión de 50% de emisión foliar, antes de la diferenciación floral en el interior del cormo (Cedeño 2015). Es decir entre el quinto y sexto mes de edad; cuando la planta ha emitido la hoja número 20, época en la que inicia la diferenciación floral, con el objetivo de eliminar la dominancia apical, para promover el desarrollo de las yemas vegetativas que van a dar origen a los hijuelos de brote (Ospina y Rubiano 2019; Cruz y Cruz 2012; Quispe 2011; Noriega 2010; Ormaza 2017).

Este método consiste en introducir un tubo de 25 cm de largo con un diámetro de 8 cm hasta el centro del pseudotallo (Ospina y Rubiano 2019; Cruz y Cruz 2012); también se puede introducir algún trozo de madera (Njukwe *et al*., 2007; Cedeño 2015) o una estaca de bambú de 30 cm de largo por 5 cm de ancho (Quispe 2011; Noriega 2010; Ormaza 2017) a una altura de 20 cm del nivel del suelo aproximadamente (Ospina y Rubiano 2019; Cruz y Cruz 2012; Njukwe *et al*., 2007; Cedeño 2015) con el fin de eliminar el punto de crecimiento e interrumpir la dominancia apical y activar la brotación de las yemas laterales (Njukwe *et al*., 2007; Cedeño 2015) o promover la emergencia prematura y rápida del número mayor de hijuelos (Quispe 2011; Noriega 2010; Ormaza 2017).

A dos meses de haberse realizado la inducción con la estaca se procede a extraer los hijuelos. Se utilizan palas rectas para excavar la mata y se procede a tumbarla para dejar visible a los hijuelos. Luego se extrae cada hijuelo teniendo cuidado para no afectar a los cormos. Se clasifica la semilla que irá para siembra directa, y a las yemas pequeñas se recomienda sembrarlas en bolsas para vivero, colocándolas en una casa malla manteniéndolas entre seis a ocho semanas en crecimiento y su posterior siembra en campo definitivo (Noriega 2010; Ormaza 2017). Con este método, se ha logrado producir hasta 20 hijuelos por cormo en un periodo de nueve meses, de los cuales 15 hijuelos son de tamaño ideal y pueden ser trasplantados al campo y cinco deben ser sembrados preferiblemente en bolsas y dejarlos crecer en condiciones de vivero (Rojas *et al.*, 2010; Cedeño 2015).

2.2.4.3. Método Barker.

Al cumplir los cinco o seis meses de edad de la planta madre; es decir entre las semanas número 20 y 24, es el tiempo fenológico que se utiliza como indicador fisiológico para el desvainado de hojas del pseudotallo, porque es el inicio de la emisión interna del tallo floral (Rodríguez *et al*., 2019). Al eliminar las vainas/hojas del pseudotallo (Cruz y Ruiz 2012; Ormaza 2017) de plantas madres seleccionadas con características sobresalientes (Rodríguez *et al*., 2019) se logra acelerar el proceso de brotación y crecimiento de yemas laterales (Quispe 2010; Quispe 2011) o estimula yemas latentes y promueve el desarrollo de hijuelos (Cruz y Ruiz 2012; Ormaza 2017). Después se aporca a las yemas con materia orgánica de preferencia (Quispe 2010; Quispe 2011).

Estudios realizados con esta técnica de propagación a través de la eliminación de la dominancia apical; permitió obtener en promedio 13 hijuelos del tipo aguja por planta tratada (Quispe 2010; Quispe 2011) o producen entre 12 a 15 hijuelos por sitio (Cruz y Ruiz 2012). Esta metodología no afecta la capacidad productiva por lo tanto la planta puede producir su racimo (Quispe 2010; Quispe 2011). Con esta técnica, también se aprovechan cormos de 200 a 400 g de peso con potencial para producir una planta y racimo de calidad (Coto 2009). También se observó que el número promedio de brotes por

cada planta es de siete, es decir, en un área de multiplicación de 0.50 ha fue posible obtener material vegetal para 10 ha a una densidad de 1,666 plantas/ha (Rodríguez *et al*., 2019).

2.3. TRABAJOS DE INVESTIGACIÓN.

Solarte (2018), Bogotá, Colombia; evaluó la producción de hijuelos de plátano (*Musa paradisiaca* L.); encontrando que existen diferencias significativas en los tratamientos aplicados para la obtención de hijuelos; donde el método Hamilton mostró mejores resultados con hijuelos con una altura promedio de 37 cm en comparación con el tratamiento testigo que alcanzó una altura promedio de 11 cm; mientras que los hijuelos con la técnica de reproducción acelerada de semilla y fertilización nitrogenada, alcanzaron alturas promedios de 7 cm y 20 cm respectivamente. Los tratamientos de inducción de hijuelos mediante los métodos Hamilton y Fertilización nitrogenada, obtuvieron la mayor cantidad de material de siembra de buena calidad en un período de tiempo menor en comparación a los demás tratamientos en estudio; produciendo entre seis hijuelos y nueve hijuelos respectivamente por planta aptos para la siembra.

Cruz y Ruiz (2012), Zamorano, Honduras; evaluó diferentes métodos con el fin de acelerar la emisión y desarrollo de hijuelos en plátano; concluyendo que el método Hamilton modificado o estaca de vampiro, promueve una mayor altura y calidad de los brotes, pero reduciendo la capacidad de producción de la cosecha de plátano; sin embargo, el método Barker resultó ser el más efectivo para acelerar la emisión de los brotes de yemas en el plátano; además de ser el más económico debido a que los costos de producción se diluyen con el número de hijuelos. Noriega (2010), Lima, Perú, sostiene que con el método Hamilton modificado o estaca de vampiro, se puede llegar a producir 15 brotes por planta; mientras que Rojas *et al*., (2010), Medellín, Colombia, se puede producir hasta 20 hijuelos por cormo por el método Hamilton modificado; además demostró aumentar el potencial reproductivo de las plantas obtenidas por este método y generar más material de siembra, reduciendo costos al momento de la siembra.

Rodríguez (2019) Tingo María, Perú; evaluó la influencia de la altura de corte del pseudotallo o el método Hamilton y niveles de nitrógeno en la inducción de hijuelos de plátano de la variedad Bellaco Harton; concluyendo que el corte del pseudotallo a 10 cm de altura con la aplicación de 92 y 138 g de nitrógeno, favorecieron la emisión de hijuelos en menor tiempo (17.62 días en promedio) y en mayor cantidad (27.90); mientras que el efecto de la dosis de 138 g de nitrógeno aplicadas en los pseudotallo cortados a 150 cm de altura, permitieron obtener hijuelos de buen tamaño con altura promedio de 96.43 cm, diámetro promedio de 13.78 cm, con peso fresco promedio de 5.60 kg y peso seco promedio de 0.88 kg. Los pseudotallos cortados a 10 cm de altura; mostraron su mayor influencia en el brotamiento y el número de hijuelos. Cortes más altos del pseudotallo como a 150 cm; favorecieron el desarrollo de las características biométricas.

Jiménez *et al.,* (2008) Santo Domingo, República Dominicana; reportaron que a nivel de campo, mediante la técnica de remoción de la dominancia apical (ablación), utilizando el clon de plátano Harton Enano se obtiene un promedio de cinco hijuelos para la siembra directa en campo; además, consideran que es un método de bajo costo y fácil manejo por el productor. Núñez (2004) Satipo, Perú; reporta que la propagación a través del uso de hijuelos o cormitos (variante de la ablación de yema central), que a través de la técnica por ablación se obtiene una reducción de costos para renovar o incrementar su área de siembra, sobre todo aquellos que están en áreas de difícil acceso. Quispe (2019) Cusco, Perú; evaluó la propagación de Gross Michel con diferentes técnicas de multiplicación; y se observa que el cormo proveniente de pseudotallo con floración con un corte de dominancia apical (ablación) presentó precocidad en los días para la formación de brotes con 23 días; mientras que los pseudotallos sin floración con ablación fueron de 24 días. Se determinó que el pseudotallo con floración con ablación fue la más apropiada para la propagación de plántulas en días a la formación de brotes, altura de planta y diámetro a los 40, 70, 100 y 130 días, seguido por la técnica de espiral.

III. MATERIALES Y MÉTODOS.

3.1. LUGAR DEL CAMPO EXPERIMENTAL.

3.1.1. Ubicación del campo experimental.

El presente trabajo de investigación se realizó en el Fundo del señor Luis García. Este Fundo está ubicado en el caserío Centro Yurac a 5 km de la ciudad de Aguaytía, del distrito Padre Abad, provincia Padre Abad y región Ucayali. Las coordenadas UTM: Norte 8998207, Este 443502 y a una altitud de 245 msnm. La investigación duró entre los meses de setiembre del año 2019 a julio del año 2020; es decir un período de once meses (Cuadro 1).

3.1.2. Historial del campo experimental.

El campo experimental entre los años 2007 a 2010, fue dedicado al cultivo de plátano y entre los años 2010 a 2017, el terreno fue dedicado al cultivo de cacao. Sin embargo, en los últimos dos años (2017 – 2019) el campo experimental estuvo en descanso permanente, siendo una purma baja.

3.1.3. Condiciones edafoclimáticas.

3.1.3.1. Clima.

El clima del distrito Padre Abad, de acuerdo a la zona de vida según el diagrama bioclimático de Holdridge citado por MINAM (2013), es bosque muy húmedo - tropical (bmh-T). Los datos meteorológicos proporcionados por la Estación Meteorológica Aguaytía (2020) durante los meses de setiembre del año 2019 de julio del año 2020 (Cuadro 1): La temperatura promedio fue 26.80 °C; mientras que los promedios de temperatura máxima y temperatura mínima fueron 31.25 °C y 22.35 °C respectivamente. Se tuvo porcentaje de humedad promedio y precipitación pluvial promedio de 87.23% y 11.07 mm/mes respectivamente. Pero se puede observar que las mayores temperaturas fueron los meses de septiembre del 2019 y enero del 2020; asimismo, las mayores precipitaciones se dieron entre los meses de noviembre a febrero; aunque en el mes de abril hay un incremento de la precipitación pluvial y reduciéndose en los siguientes meses.

Cuadro 1. Datos meteorológicos durante el experimento.

Meses (2019 - 2020)	Temperatura (°C)			Humedad (%)	Precipitación (mm/día)
	Máxima	Mínima	Media		
Setiembre	31.28	21.88	26.58	86.09	10.07
Octubre	33.14	22.18	27.66	84.46	5.60
Noviembre	31.29	22.45	26.87	87.07	12.44
Diciembre	30.12	22.66	26.39	88.95	17.61
Enero	30.75	23.08	26.91	87.51	11.70
Febrero	30.62	22.80	26.71	88.13	25.48
Marzo	32.08	22.95	27.51	86.94	6.64
Abril	30.88	22.44	26.66	87.86	15.23
Mayo	31.13	22.52	26.82	88.07	8.00
Junio	31.69	21.55	26.62	86.93	5.11
Julio	30.82	21.30	26.06	87.50	3.86
Promedio	31.25	22.35	26.80	87.23	11.07

Fuente: SENAMHI 2020 (Estación Meteorológica Aguaytía).

3.1.3.2. Suelo.

De acuerdo a los resultados del análisis de suelos obtenido por el laboratorio de análisis de suelos, plantas y abonos, de la Estación Experimental Agraria Pucallpa – INIA (Cuadro 2) y según la interpretación de fertilidad del suelo por Mansilla (2013): El campo experimental presenta suelo franco de textura media con un pH neutro, lo que puede garantizar una alta disponibilidad de nutrientes sí se complementa con una buena fertilización. Sin embargo presenta niveles medios de materia orgánica y nitrógeno, lo que sugiere la aplicación de un abono orgánico como fuente de materia y fertilización balanceada con nitrógeno, fósforo y potasio, porque los niveles de fósforo disponible y potasio disponible son de disponibilidad media y baja respectivamente. Por otro lado, el suelo (Cuadro 2) presentó una baja capacidad de intercambio catiónico (CIC efectiva); pero con un bajo porcentaje de saturación de aluminio, porque menor a 15% no es perjudicial. Asimismo la relación de Ca/K de 27.98 (Cuadro 2) se califica como malo, porque existe una deficiencia de potasio por exceso de calcio; este resultado es similar a la relación Mg/K, lo que indica un exceso de magnesio; pero caso contrario la relación Ca/Mg.

Cuadro 2. Análisis físico y químico del suelo del campo experimental.

Análisis textural		
Parámetros	Valores	Calificación de fertilidad
Arena (%)	37.12	Textura media
Arcilla (%)	21.20	
Limo (%)	41.68	
Clase textural	Franco	
Análisis de fertilidad		
Parámetros	Valores	Calificación de fertilidad
pH (suelo/agua (1:2.5))	6.87	Neutro
Materia orgánica (%)	2.16	Media
Nitrógeno total (%)	0.10	Media
Fósforo (ppm)	7.10	Media
Aluminio ($Cmol^{(+)}$/L)	0.70	Bajo
Potasio ($Cmol^{(+)}$/L)	0.26	Bajo
Calcio ($Cmol^{(+)}$/L)	7.16	---
Magnesio ($Cmol^{(+)}$/L)	0.96	---
Bases totales ($Cmol^{(+)}$/L)	8.37	---
Conductividad eléctrica(mMhos/cm)	0.15	No salino
CIC efectiva (meq/100 g)	9.07	Bajo
Saturación de aluminio (%)	7.71	Bajo
Relaciones entre cationes		
Relaciones	Valores	Calificación
Ca/Mg	7.43	Normal
Mg/K	3.76	Malo
Ca/K	27.98	Malo

Fuente: Laboratorio de análisis de suelos, plantas y abonos, de la Estación Experimental Agraria Pucallpa - INIA.: Sin interpretación.

3.2. MATERIALES Y EQUIPOS.

3.2.1. Herramientas y materiales de campo.

Parla la limpieza del campo experimental de 384 m^2 se usó tres machetes, tres palanas y tres rastrillos. Los machetes eran usados en el control de malezas. Luego con el cordel de nylon se demarcó toda el área experimental, los tratamientos y bloques en estudio. Para la codificación se usaron tableros de triplay de 20 cm x 20 cm con un soporte de madera de 60 cm de largo y 3 cm de

ancho; y a cada tablero se le pinto de blanco y se le codificó con pintura negra la clave de cada tratamiento en estudio (por ejemplo: T_0, T_1, T_2 y T_3). Para hacer los hoyos de siembra, se utilizaron palas rectas. Antes de la siembra, los hijuelos de plátano fueron puestos en un balde (50 L) para ser remojados y desinfectados. Para la medición de la altura de planta y diámetro del pseudotallo se utilizaron dos cintas métricas de 50 m. Finalmente para aplicar la técnica Hamilton modificado, se utilizó 50 estacas de bambú de 20 cm de largo por 10 cm de ancho.

3.2.2. Insumos.

Para la fertilización del terreno agrícola; se usaron un saco de 50 kg de urea (46% N) y un saco de 50 kg de cloruro de potasio (60% K_2O) y un saco de guano de isla como fuente de materia orgánica. Para desinfectar a los hijuelos de plátano y proteger a las plantas de plátano del gorgojo de plátano (*Cosmopolites sordidus*), se utilizó 1 L del insecticida/nematicida (ONCOL).

3.2.3. Materiales de escritorio y equipos.

Se usó una libreta de campo y dos lapiceros para apuntar los datos que se registraron durante la investigación y la utilización de una calculadora científica para la contabilidad de datos registrados en cada variable evaluada. En toda la investigación se capturó imágenes de los procesos metodológicos y de los resultados con una cámara digital. Para los pesos de los hijuelos de plátano se utilizó una balanza digital gramera de 5 kg. La ubicación geográfica se utilizó un equipo de Sistema de Posicionamiento Global.

3.3. DISEÑO ESTADÍSTICO.

3.3.1. Población y muestra.

Se consideró una población total y muestra de 96 plantas; evaluándose a 16 unidades experimentales y cada unidad experimental contó con seis plantas.

3.3.2. Tipo de investigación.

El presente trabajo de investigación fue de tipo experimental.

3.3.3. Variables.

3.3.3.1. Variable dependiente.

- 96 hijuelos de plátano del cultivo Bellaco Harton.

3.3.3.2. Variables independientes.

- Método Hamilton.
- Método Barker.
- Método Hamilton modificado: estaca vampiro.

3.3.4. Tratamientos en estudio.

Los tratamientos en estudio constituyen los siguientes (Cuadro 3):

Cuadro 3. Descripción de los tratamientos en estudio.

Tratamientos en estudio		Número de plantas
Clave	Descripción	
T_0	Sin técnica de multiplicación	24
T_1	Método Hamilton	24
T_2	Método Barker	24
T_3	Método Hamilton modificado: estaca vampiro	24

3.3.5. Diseño experimental.

Las 16 unidades experimentales (seis plantas por unidad experimental) de los cuatro tratamientos en estudio fueron distribuidos en un diseño de cuatro bloques completamente al azar (DBCA). Cuyo modelo aditivo lineal es:

$$Y_{ij} = \mu + \sigma_i + \beta_j + €_{ij}$$

Dónde:

Y_{ij} = Respuesta obtenida en la unidad experimental del j-ésimo bloque en la cual se aplicó el i-ésimo tratamiento.

μ = Efecto de la media general.

σ_i = Efecto del i-ésimo tratamiento.

B_j = Efecto del j-ésimo bloque.

$€_{ij}$ = Efecto aleatorio del error experimental en la unidad experimental del j-ésimo bloque del i-ésimo tratamiento.

Para:

i = 1, 2,..., 4 tratamientos.

j = 1, 2,…, 4 bloques.

3.3.6. Análisis estadístico.

Para determinar el análisis de varianza (F. tab. = 0.01 y 0.05) se utilizó el software Microsoft Office Excel 2016 (Cuadro 4) y con el mismo software se halló las diferencias entre los promedios obtenidos por los tratamientos en estudio en las diferentes evaluaciones realizadas, mediante la prueba de Duncan (α= 0.05).

Cuadro 4. Esquema del análisis de varianza.

FV	GL	SC	CMe	F Cal.	F Tab.
Bloques	b-1	SC_{bloq}	$SC_{bloq}/gl_{bloq} = CM_{bloq}$	CM_{bloq}/CM_{ee}	$F_{\alpha}(gl_{bloq},gl_{ee})$
Tratamientos	t- 1	SC_{trat}	$SC_{trat}/gl_{trat} = CM_{trat}$	CM_{trat}/CM_{ee}	$F_{\alpha}(gl_{trat},gl_{ee})$
Error experimental	(b-1)x(t-1)	SC_{ee}	$SC_{ee}/gl_{ee} = CM_{ee}$		
Total	(bxt)-1	SC_{total}			

b = bloques; t = tratamientos.

El coeficiente de variabilidad (%) de las unidades experimentales de los tratamientos en estudio se determinó con la siguiente fórmula (1):

$$CV\ (\%) = \frac{\sqrt{(CM_{ee})}}{Y\ldots} x\ 100$$

Dónde:

CV = Coeficiente de variabilidad.
CM_{ee} = Cuadrado medio del error experimental.
Y... = Promedio total de los tratamientos.

3.3.7. Características del campo experimental.

En las Figuras 1, 2 y 3; se muestran los diseños gráficos de los croquis del campo, bloque y parcela experimental, respectivamente. Por otro lado, en los siguientes apéndices se observa las características métricas del campo, bloque y parcela experimental, respectivamente:

3.3.7.1. Área experimental.

- Largo: 12.00 m.
- Ancho: 32.00 m.
- Área total del experimento: 384.00 m^2.
- Plantas por unidad experimental: 6.
- Total de plantas: 96.

3.3.7.2. Bloques.

- Número de bloques: 4.
- Largo de bloque: 12.00 m.
- Ancho de bloque: 8.00 m.
- Área de bloque: 96.00 m^2.
- Distancia entre bloques: 0.20 m.

3.3.7.3. Unidad experimental (UE).

- UE por bloque: 4.
- Total de UE: 16.
- Largo de la parcela: 12.00 m.
- Ancho de la parcela: 2.00 m.
- Área total de la UE: 24.00 m^2.
- Distanciamiento entre surcos: 2.00 m.
- Distanciamiento entre golpes: 2.00 m.
- Total de plantas por UE: 6.

3.3.7.4. Croquis del campo experimental.

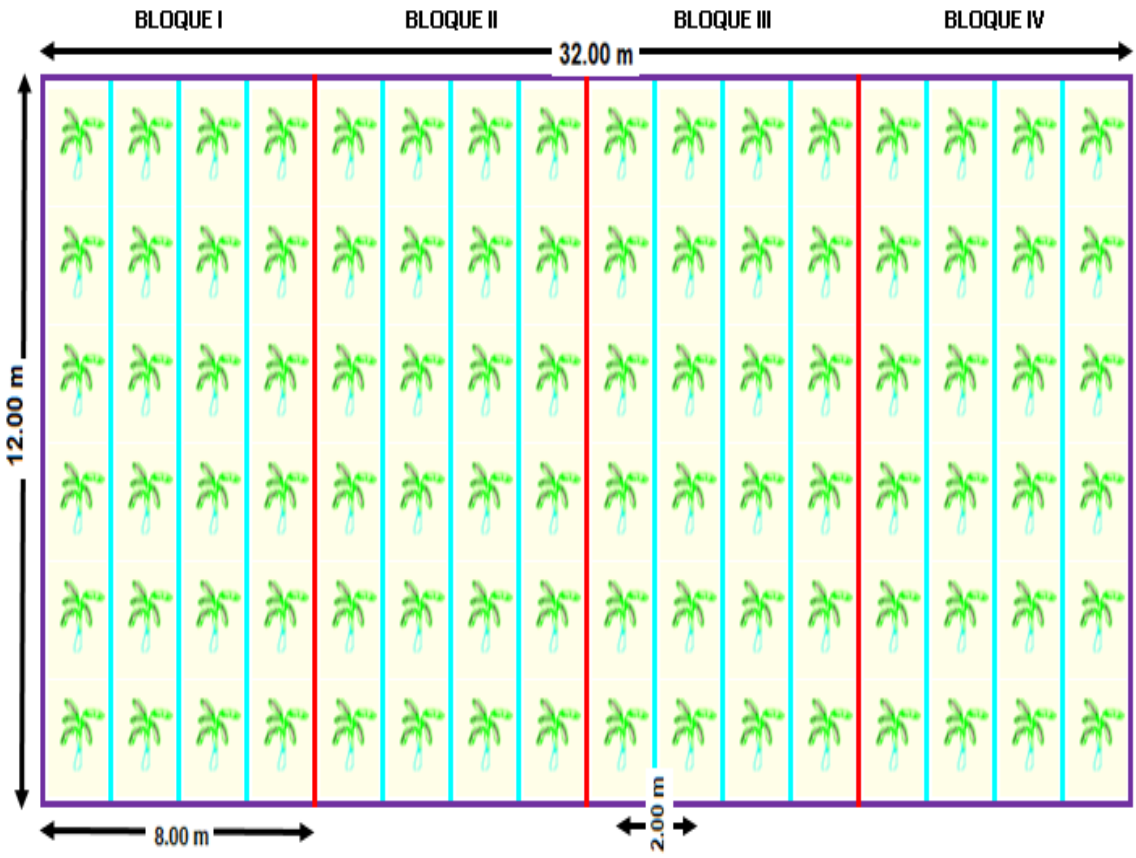


Figura 1. Croquis de campo experimental.

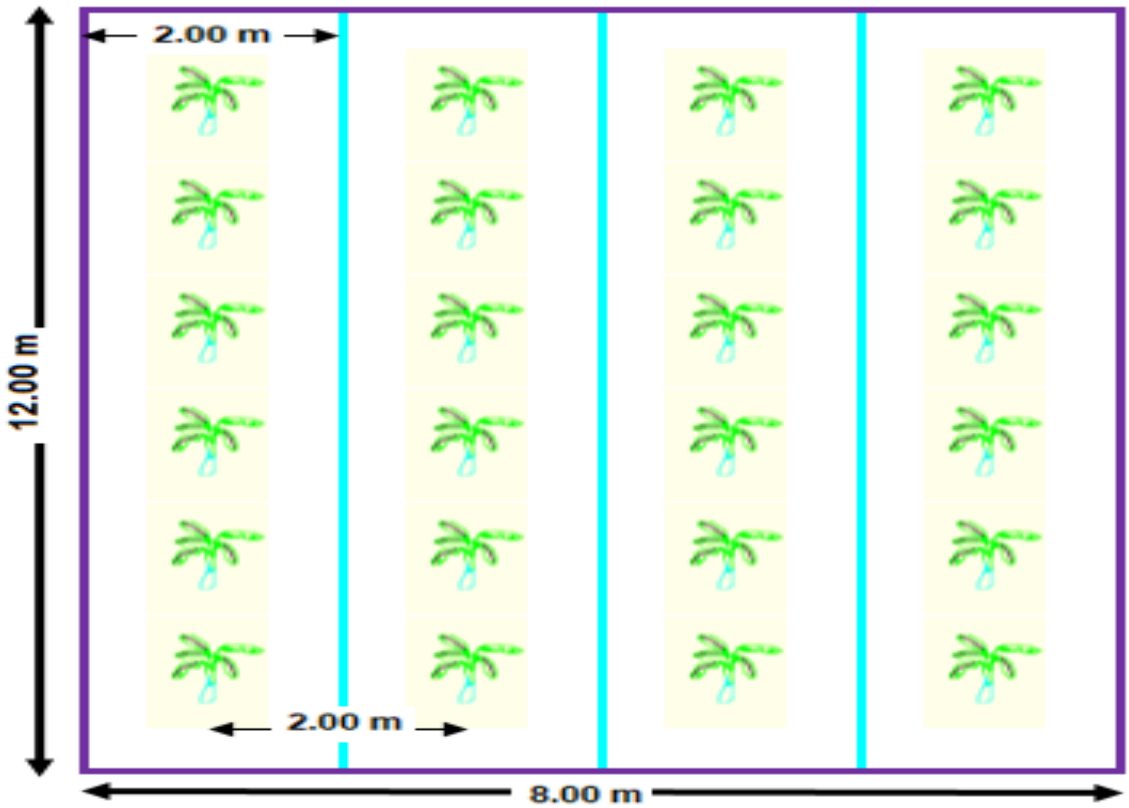


Figura 2. Croquis del bloque experimental.

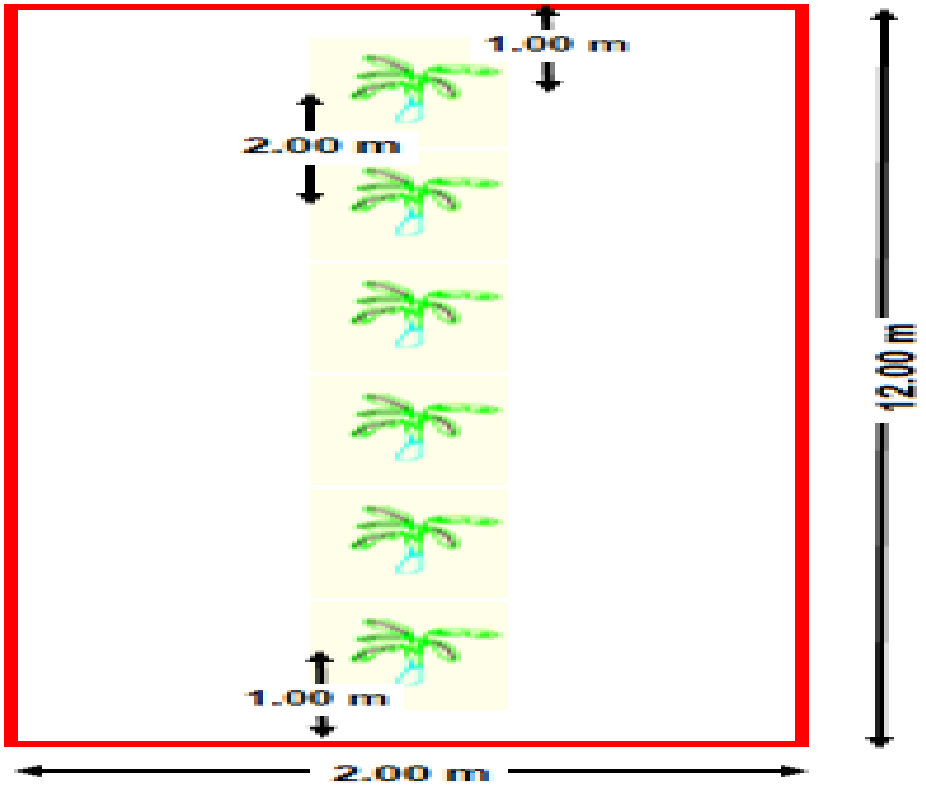


Figura 3. Croquis de una unidad experimental.

3.4. EJECUCIÓN DEL EXPERIMENTO.

Para que el experimento logre los resultados programados, fueron necesarios realizar las siguientes labores culturales de manera oportuna y en un determinado tiempo (Ver Anexo - Figuras).

3.4.1. Preparación del terreno.

3.4.1.1. Selección y limpieza del terreno.

Se seleccionó un área de terreno 384.00 m^2 que pertenece al Fundo del señor Luis García; luego se desmalezó el terreno utilizando el machete, posteriormente se eliminó los troncos y raíces con una pala recta que luego fueron picados para una rápida descomposición.

3.4.1.2. Muestreo del suelo del terreno.

Se hizo un muestreo del suelo en el campo experimental, que consistió en obtener al azar unas diez submuestras representativas (100 g de suelo, aproximadamente) con la técnica del zig zag. Para obtener cada muestra, se introdujo un tubo muestreador al suelo a 30 cm de profundidad; posteriormente las diez submuestras obtenidas, se mesclaron y se homogenizaron para obtener una muestra principal de 1 kg, que luego fueron enviados al laboratorio de INIA (Instituto Nacional de Innovación Agraria). Cuyo análisis de suelos sirvió (Cuadro 2) para la fertilización complementaria de los nutrientes carentes.

3.4.1.3. Demarcación del terreno.

Para demarcar el terreno se colocaron tres estacas de bambú de 1 m, formando una escuadra, luego se colocó un cordel de nylon a una estaca que fue jalado y amarrado en otra estaca, este nylon tenía ya

marcada la distancia de 2 m entre hoyos y 2 m entre filas, fue ahí donde se colocó la estaca. Se demarcó el área experimental (384 m^2) con bloques y unidades experimentales (parcelas) de acuerdo al croquis experimental diseñado (Figura 1, 2 y 3).

3.4.1.4. Hoyado del terreno.

Utilizando palas y machetes se realizaron los 96 hoyos con una dimensión de 30 cm x 30 cm de ancho y largo respectivamente y a una profundidad de 30 cm. que posteriormente, se aplicó 200 g de guano de isla como fuente de materia orgánica dentro del hoyo de siembra.

3.4.2. Siembra de las semillas del cultivar Bellaco Harton.

3.4.2.1. Obtención de las semillas.

Para extraer los hijuelos (semillas) que iban a ser sembrados; se seleccionaron plantas madres de buenas características biométricas, de buen vigor y sanas, y con racimos producidos en promedio de 25 dedos (frutos). Con una poceadora recta y un machete de ayuda, se escarbó la tierra que sostenía a los hijuelos seleccionados, y fueron extraídas.

3.4.2.2. Preparación y tratamiento de las semillas.

Para hacer la limpieza de los hijuelos, esta se hizo con la ayuda de un machete, la cual cortamos el pseudotallo, (del cormo a 10 cm de altura del pseudotallo), también se les sacó los restos de tierra para su posterior desinfección. Luego, utilizando un balde de (20 L) con agua, se añadió 30 mL/20 L de solución insecticida/nematicida, en este balde se colocó una malla, donde los hijuelos fueron remojados con dicha solución. Los hijuelos ya desinfectados fueron colocados en un determinado lugar y cubiertos con hojas de plátano; los cuales también fueron desinfectados con el insecticida/nematicida por aspersión con una fumigadora.

3.4.2.3. Clasificación y siembra de las semillas.

Los hijuelos (semillas) desinfectadas fueron clasificados por un tamaño (20 a 25cm) y peso del cormo (700 a 900 g) con apariencia sana y vigorosa. De esta manera se buscó que las plantas crecieran homogéneamente. La siembra se hizo poniendo cada semilla dentro de cada hoyo y orientado la semilla en trayectoria del sol para una mejor luminosidad. Luego se llenó el hoyo con la tierra escarbada, y finalmente con los pies se apisonó y niveló.

3.4.3. Manejo del cultivo.

3.4.3.1. Recalce.

A los 15 días después de la siembra se contabilizó los hijuelos muertos para ser reemplazados; sin embargo estas no existieron.

3.4.3.2. Control de malezas.

El control de las malezas de la parcela experimental se hizo de forma manual con machetes. Estas se realizaron mensualmente hasta finalizar el experimento. Las malezas más comunes que se pudo visualizar fueron: cortadera (*Cyperus difussus*), arrocillo (*Echinochloa colona*), pata de gallina (*Eleusine indica*) y pituquilla (*Colocasia* sp.).

3.4.3.3. Fertilización.

Se hicieron seis fertilizaciones durante el experimento; una fertilización por mes. La primera se hizo en octubre del 2019. La fertilización de 50 g de urea (46% N) y 25 g cloruro de potasio (60% K_2O), se hizo en corona completa a una distancia de 40 cm del pie del pseudotallo, que luego fueron cubiertas con rastrojos, este método de fertilización fue empleada en 2 meses, también se fertilizó haciendo tres hoyos alrededor de la planta madre y cada hoyo tenía 5 cm de diámetro a una profundidad de 18 a 20 cm con una pendiente de 30 grados que iba dirigido a la planta madre, este método se empleó en los últimos 4 meses. Luego de cada fertilización se rellenó con la tierra que fue sustraída durante el hoyado.

3.4.3.4. Deshoje y deschipe.

Cada 15 días; con machetes se hizo la poda de hojas dobladas senescentes o enfermas, dejando unos 10 cm de peciolo, seguidamente se realizó el deschipe, eliminando las calcetas secas del pseudotallo.

3.4.4. Aplicación de los métodos de multiplicación.

Los métodos de multiplicación se realizaron el primero de mayo del año 2020 (siete meses después de la siembra) cuando se dio inicio a la diferenciación floral de la planta. Se utilizó 24 plantas por cada método de la siguiente forma:

3.4.4.1. Método Hamilton.

Con un machete desinfectado, se cortó el pseudotallo en forma de bisel a una altura de 1.50 m del suelo. El corte se realizó con el fin de eliminar la dominancia apical y estimular el brotamiento de nuevas semillas vegetativas de plátano (hijuelos).

3.4.4.2. Método Barker.

Manualmente se eliminaron dos a tres vainas o calcetas del pseudotallo, con la finalidad de exponer las yemas a la luz; esta actividad se hizo con las manos, sacando las vainas desde la base del suelo. Luego para que la planta no entre en estrés fisiológico, se aplicó 25 g de urea (46% N) alrededor de la planta y con una pala se aporcó con tierra a la planta.

3.4.4.3. Método Hamilton modificado (estaca de vampiro).

Con el apoyo de un martillo se colocó una estaca de bambú (20 cm de largo por 10 cm de ancho) hasta el centro del pseudotallo de la planta a una altura de 25 cm del suelo, con la finalidad de eliminar la guía principal del tallo y así eliminar la dominancia apical, y estimular el brotamiento de las semillas vegetativas de la planta madre.

3.4.5. Cosecha de semillas vegetativas.

Después de un mes y seis días de la aplicación de los tres métodos de multiplicación; es decir el uno de mayo del año 2020, con una pala recta se hizo un hoyo de un radio de 40 cm y a una profundidad de 60 cm aproximadamente a la redonda de la planta madre, con el fin de sacar los hijuelos y yemas, seguidamente con la ayuda de un machete se cortaron los pseudotallos de las plantas madres a un altura de 50 a 60 cm. Posteriormente se procedió a extraer los hijuelos y yemas emitidos por la planta madre. Finalmente se separó las yemas de los hijuelos y se realizaron las evaluaciones correspondientes.

3.4.6. Actividades de gabinete.

3.4.6.1. Evaluación de las variables dependientes.

Se elaboró un formato para registrar las variables evaluadas en el presente experimento, las cuales se realizaron con una frecuencia semanal para el parámetro número de hojas, mensual para la altura de planta y las evaluaciones al momento de la cosecha.

3.4.6.2. Visita de los jurados de tesis.

Se coordinó con los miembros del jurado de tesis, para realizar 2 visitas al campo experimental, la primera visita se efectuó la primera semana de enero del año 2020; la segunda visita se programó para el mes de marzo, la cual esta no se llevó a cabo por motivos de la pandemia (COVID – 19).

3.4.6.3. Tabulación de datos y redacción del informe de tesis.

Los datos cuantitativos registrados luego de cada evaluación, se sistematizó y tabuló en el software Microsoft Office Excel 2016. Finalmente con el apoyo del asesor de tesis; se redactó el informe de tesis en base a las normas de redacción.

3.5. VARIABLES EN ESTUDIO.

3.5.1. Biometría de la planta madre.

Se evaluó cada planta por unidad experimental y se anotó en el formato de evaluación por fecha correspondiente en los siete meses después de la siembra:

3.5.1.1. Número de hojas por planta.

Con la ayuda de un plumón semanalmente se fueron enumerando el número de hojas emitidas por cada planta.

3.5.1.2. Altura del pseudotallo de la planta.

Utilizando una cinta métrica se midió la altura del pseudotallo de la planta madre desde el ras del suelo hasta la emisión de la hoja bandera.

3.5.1.3. Diámetro del pseudotallo de la planta.

Con una cinta métrica se midió el diámetro del pseudotallo de la planta a una altura de 20 cm del ras del suelo.

3.5.2. Producción de hijuelos y yemas de plátano.

Después de un mes de ejecutar la aplicación de los métodos en los tratamientos, se procedió a evaluar cada unidad experimental; estos datos fueron transcritos en el formato de evaluación:

3.5.2.1. Producción de hijuelos.

Hijuelos por planta madre: Se contó el número de hijuelos emitidos por planta madre, siendo el promedio de número de hijuelos seis unidades.

Peso de los hijuelos por planta madre: Se usó una balanza para el pesado de los hijuelos por planta madre de plátano.

Peso de un hijuelo cosechado: En una balanza se pesó cada hijuelo de plátano por planta madre. Considerando el peso de un hijuelo en promedio mayor a 0.40 kg.

3.5.2.2. Producción de yemas de plátano.

Yemas por cormo: Se contó el número de yemas emitidas por cormo.

Peso de las yemas por cormo: Con la ayuda de una balanza gramera se pesaron las yemas por cormo.

Peso de una yema: Con una balanza gramera se pesó cada yema de plátano.

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.

4.1. BIOMETRÍA DE LA PLANTA MADRE.

4.1.1. Altura de planta.

De acuerdo a la prueba de Duncan (α=0.05); se observa que no hubo diferencias estadísticas significativas entre las alturas de las plantas de plátano del cultivo Bellaco Harton a los 30, 90, 150 y 210 días después de la siembra (Cuadro 5); indicando que para la posterior aplicación de los métodos de multiplicación de hijuelos, no existió diferencias entre las aturas de las plantas madres y mantuvieron excelente homogeneidad de sus unidades experimentales (Anexo - Cuadros 14, 16, 18 y 20), porque sus valores de variabilidad fueron menores a 10% (INE 2016).

El ciclo fenológico de Bellaco Harton dura 454 días (Ushiñahua, 2006) con una altura de 3.00 m (Waldo 2015) a 3.78 m (Flores 2011) y se reporta que en la floración alcanza 1.93 m (Ushiñahua 2006); sin embargo, la altura reportada de este cultivo a los 210 días después de la siembra y a inicios de la floración, bajo condiciones de Aguaytía alcanzó alturas entre 2.18 m a 2.30 m (Cuadro 5), con un comportamiento polinómico desde la siembra hasta los 210 dds (Figura 4).

Cuadro 5. Prueba de Duncan (α=0.05) para la altura de planta madre a los 30, 90, 150 y 210 días después de la siembra (dds).

Altura de planta (30 dds)			Altura de planta (90 dds)			Altura de planta (150 dds)			Altura de planta (210 dds)		
Clave	(cm)	Sig.	Clave	(cm)	Sig.	Clave	(cm)	Sig.	Clave	(cm)	Sig.
T_2	42.08	a	T_2	91.43	a	T_1	172.35	a	T_1	230.08	a
T_3	39.50	a	T_1	91.23	a	T_2	171.79	a	T_2	227.60	a
T_1	38.67	a	T_3	89.80	a	T_3	169.71	a	T_3	221.23	a
T_0	37.25	a	T_0	84.08	a	T_0	160.83	a	T_0	218.42	a

Tratamientos unidos por la misma letra en una columna, no existe significación estadística.
Sig.: Significancia.

Leyenda:

T_0 = Sin técnica de multiplicación.
T_1 = Método de Hamilton.
T_2 = Método de Barker.
T_3 = Método de Hamilton modificado: estaca vampiro.

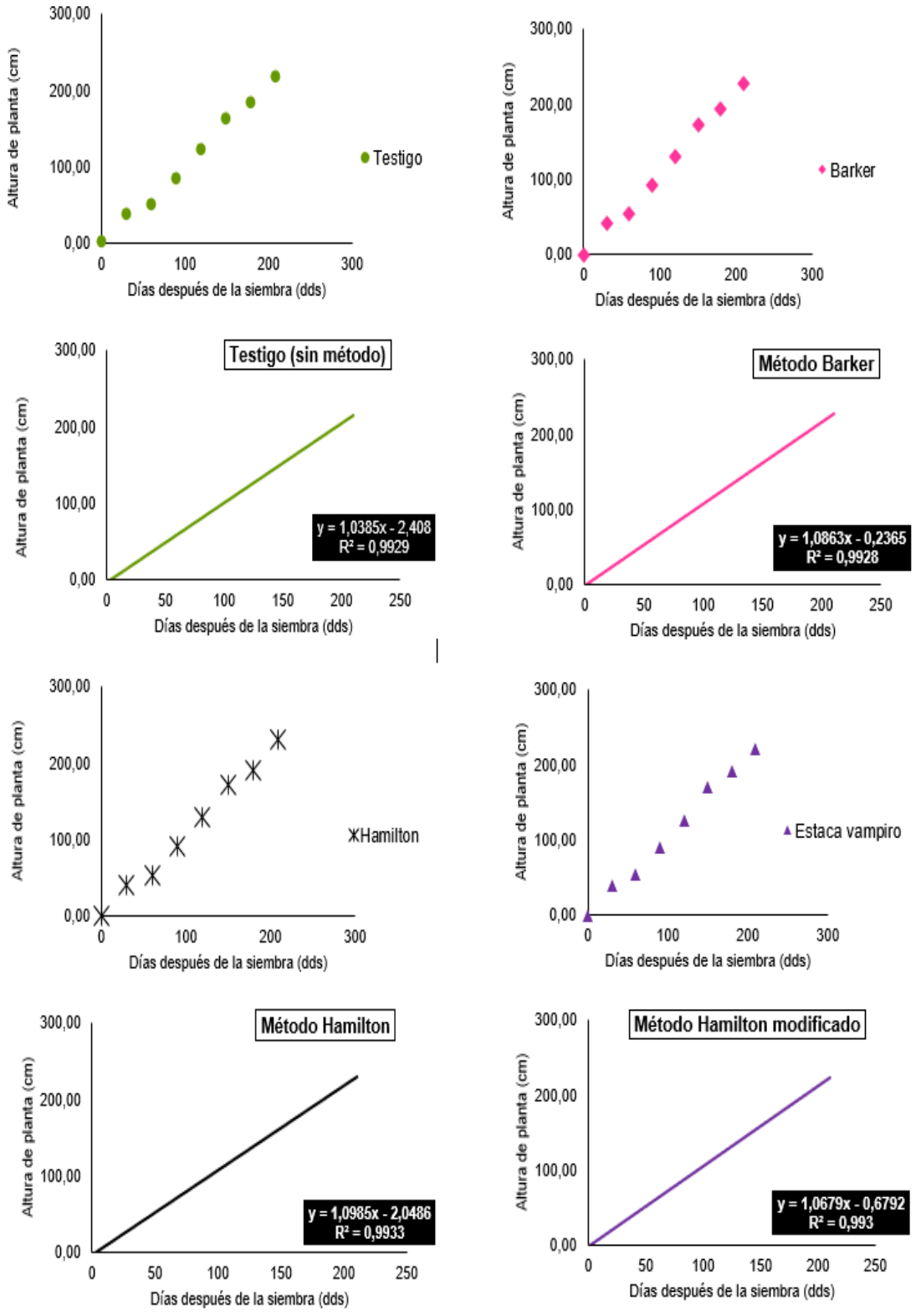


Figura 4. Desarrollo de la altura de la planta madre de los tratamientos a los 30, 60, 90, 120, 150, 180 y 210 días después de la siembra (dds).

4.1.2. Diámetro del pseudotallo.

De acuerdo a la prueba de Duncan (α=0.05); se observa que no hubo diferencias estadísticas significativas entre los pseudotallos de las plantas madres de plátano Bellaco Harton a los 30, 90, 150 y 210 días después de la siembra (Cuadro 5); indicando que para la posterior aplicación de los métodos de multiplicación de hijuelos, no hubo diferencias entre los pseudotallos de las plantas madres y mantuvieron excelente homogeneidad de sus unidades experimentales (Anexo - Cuadros 21, 23, 25 y 27), porque los valores de coeficientes de variabilidad fueron menores a 10% (INE 2016).

Se ha reportado que el diámetro de los pseudotallos del plátano Bellaco Harton varían de 0.24 m (Waldo 2015) a 0.30 m (Flores 2011); aunque se ha registrado diámetros mayores, porque en la etapa de floración puede alcanzar 0.46 m (Ushiñahua 2006). Bajo condiciones de Aguaytía, a los 210 días después de la siembra; los diámetros alcanzaron entre 0.51 m a 0.54 m (Cuadro 6) y manteniendo un comportamiento polinómico desde la siembra hasta los 210 dds (Figura 5). Estos diámetros fueron mayores a los citados bibliográficamente, probablemente debido a las influencias de diversos factores sobre su biometría.

Cuadro 6. Prueba de Duncan (α=0.05) para el diámetro del pseudotallo de la planta a los 30, 90, 150 y 210 días después de la siembra (dds).

Diámetro (30 dds)			Diámetro (90 dds)			Diámetro (150 dds)			Diámetro (210 dds)		
Clave	(cm)	Sig.	Clave	(cm)	Sig.	Clave	(cm)	Sig.	Clave	(cm)	Sig.
T_2	8.81	a	T_1	23.26	a	T_2	43.70	a	T_2	54.03	a
T_1	8.55	a	T_2	23.09	a	T_1	42.94	a	T_3	53.33	a
T_0	7.76	a	T_3	22.40	a	T_3	42.61	a	T_1	53.33	a
T_3	7.56	a	T_0	21.93	a	T_0	40.58	a	T_0	51.18	a

Tratamientos unidos por la misma letra en una columna, no existe significación estadística.
Sig.: Significancia.

Leyenda:

T_0 = Sin técnica de multiplicación.
T_1 = Método de Hamilton.
T_2 = Método de Barker.
T_3 = Método de Hamilton modificado: estaca vampiro.

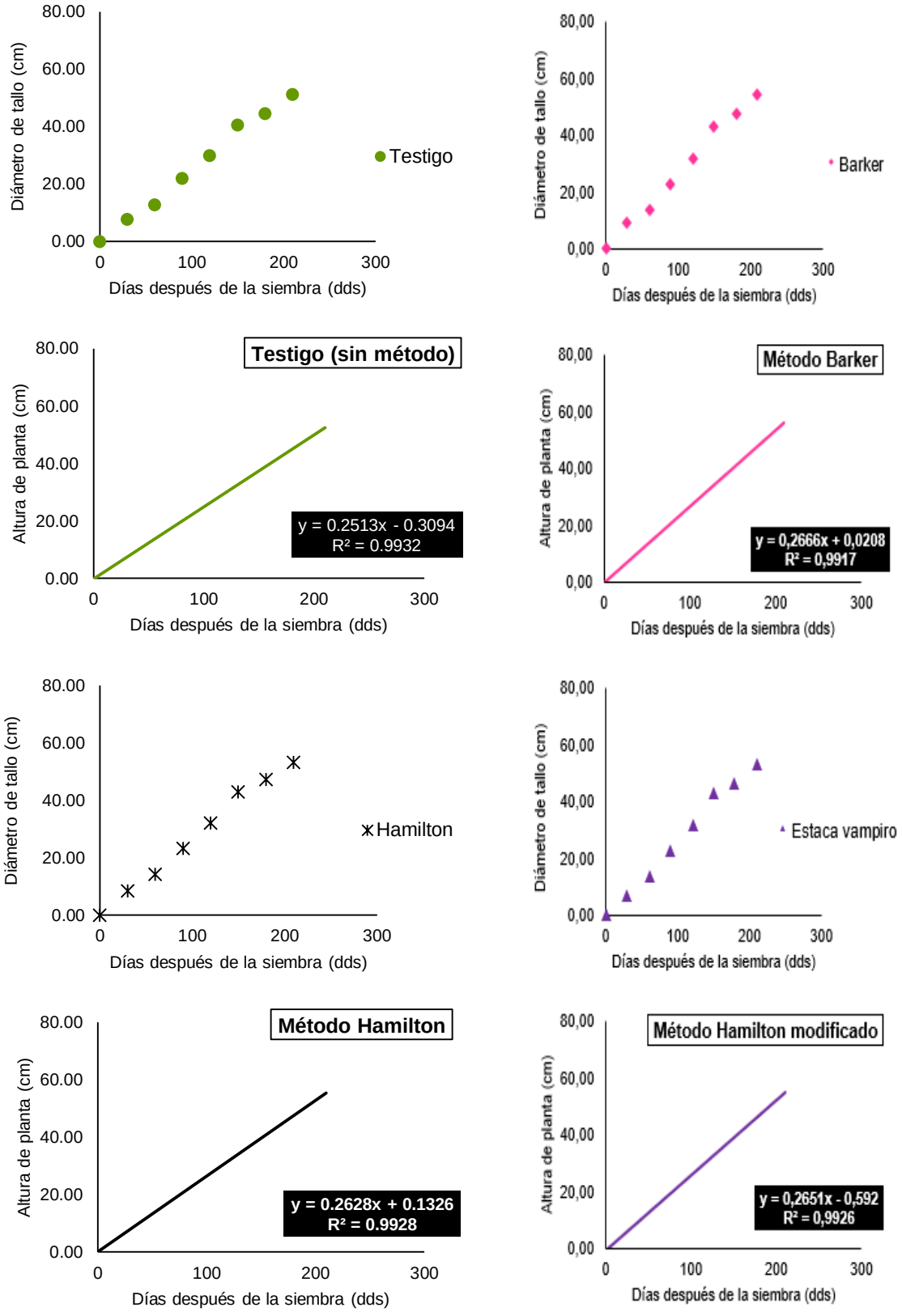


Figura 5. Desarrollo del diámetro del pseudotallo de los tratamientos a los 30, 60, 90, 120, 150, 180 y 210 días después de la siembra (dds).

4.1.3. Número de hojas por planta.

De acuerdo a la prueba de Duncan (α=0.05); se observa que no hubo diferencias estadísticas significativas entre los totales de hojas emitidas por planta de plátano del cultivo Bellaco Harton a los 30, 90, 150 y 210 días después de la siembra (Cuadro 5). Esto indica que para la posterior aplicación de los métodos de multiplicación de hijuelos; el número de hojas por planta madre, no se diferenciaron y mantuvieron excelente homogeneidad de sus unidades experimentales (Anexo - Cuadros 28, 30, 32 y 34) por sus variabilidades menores al 10% (INE 2016).

Hay autores que indican que la iniciación floral del plátano se da entre los cinco a seis meses de edad; es decir, cuando existe 50% del total de hojas de la planta a emitir, que es en promedio de 16 a 20 hojas (Cruz y Ruiz 2012; Hidalgo 2012; Cedeño 2015). Sin embargo, en nuestra investigación se observó que a los siete meses después de la siembra (dds), se dio inicio a la floración con una emisión promedio que varía de 28.50 a 28.88 (Cuadro 7), coincidiendo con Quispe (2019), quien indica que la iniciación floral del cultivo de plátano, se da cuando en promedio han emergido 28 hojas. Asimismo, la emisión de hojas por planta (Figura 6), tuvo un comportamiento lineal positivo desde la siembra hasta los 210 dds en correlación con los días después de la siembra del hijuelo, porque los R^2 son cercanos a 1.

Cuadro 7. Prueba de Duncan (α=0.05) para el número de hojas por planta a los 30, 90, 150 y 210 días después de la siembra (dds).

Hojas por planta (30 dds)			Hojas por planta (90 dds)			Hojas por planta (150 dds)			Hojas por planta (210 dds)		
Clave	(hojas)	Sig.	Clave	(hojas)	Sig.	Clave	(hojas)	Sig.	Clave	(hojas)	Sig.
T_1	1.38	a	T_2	12.71	a	T_2	22.29	a	T_2	28.88	a
T_2	1.29	a	T_1	12.58	a	T_3	22.13	a	T_1	28.63	a
T_0	1.29	a	T_3	12.42	a	T_1	22.04	a	T_0	28.50	a
T_3	1.13	a	T_0	12.17	a	T_0	21.88	a	T_3	28.50	a

Tratamientos unidos por la misma letra en una columna, no existe significación estadística. Sig.: Significancia.

Leyenda:

T_0 = Sin técnica de multiplicación.
T_1 = Método de Hamilton.
T_2 = Método de Barker.
T_3 = Método de Hamilton modificado: estaca vampiro.

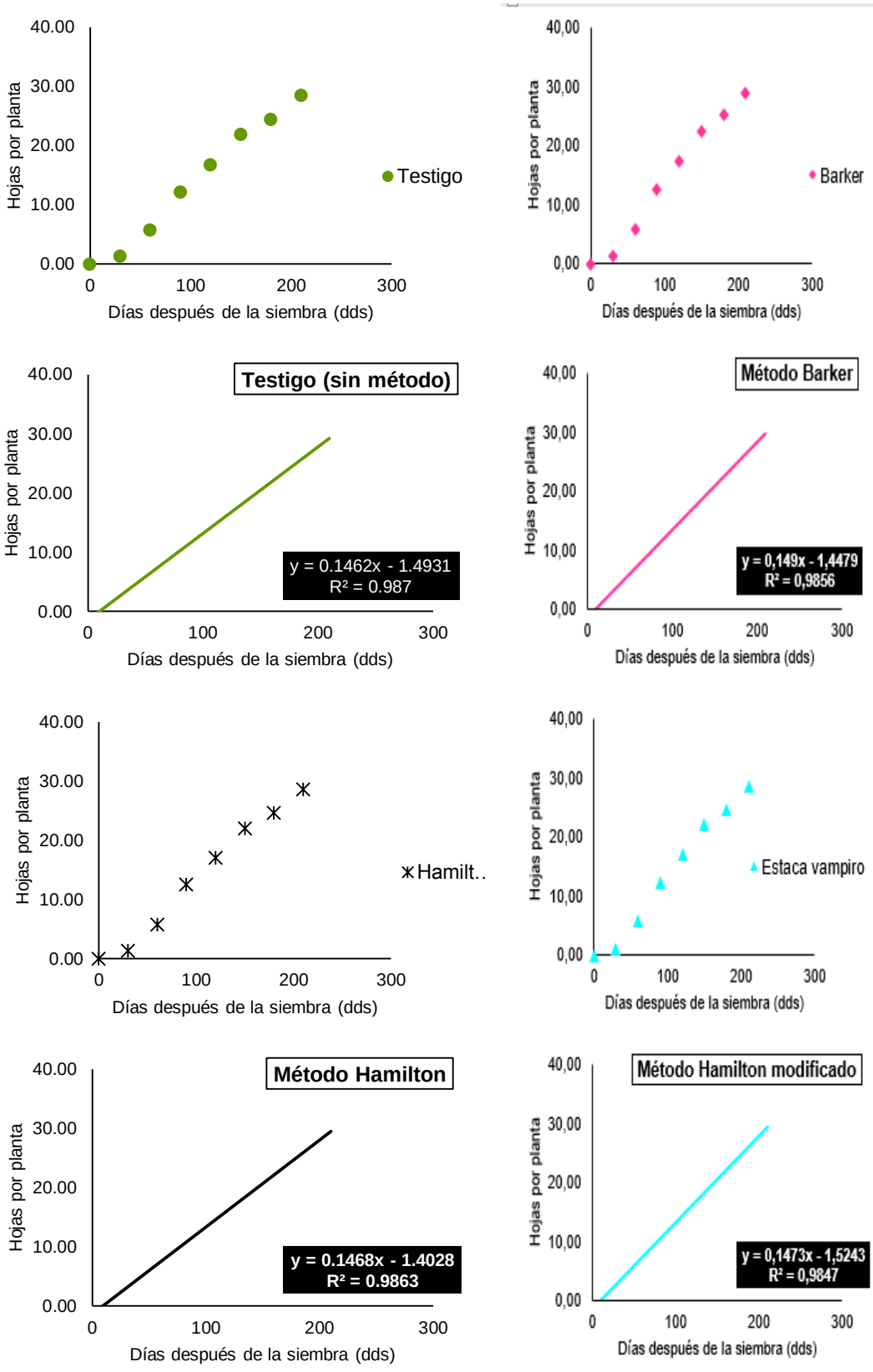


Figura 6. Desarrollo del número de hojas por planta de los tratamientos a los 30, 60, 90, 120, 150, 180 y 210 días después de la siembra (dds).

4.2. PRODUCCIÓN DE HIJUELOS Y YEMAS DE PLÁTANO.

4.2.1. Producción de hijuelos.

4.2.1.1. Número de hijuelos por planta.

Se evidencia que no existen diferencias estadísticas entre los tratamientos en estudio respecto al número de hijuelos emitidos por planta (Cuadro 8), porque el tratamiento T_0 (Sin técnica de multiplicación) estadísticamente obtuvo igual número de hijuelos que los tratamientos basados en técnicas de multiplicación Hamilton (T_1), Barker (T_2) y Hamilton modificado (T_3) (Cuadro 8). Estos resultados probablemente se deban al corto período de evaluación, porque se cosecharon los hijuelos de plátano Bellaco Harton a 30 días después de aplicación de los métodos de multiplicación a las plantas madres, ya que se espera que exista mayor número de hijuelos en las plantas a los que se aplicaron las tres técnicas de multiplicación en comparación al tratamiento T_0 (Sin técnica de multiplicación).

Porque al cortar la dominancia apical a las plantas de plátano, se acelera una emisión masiva de hijuelos (Días *et al*., 2007; Rosales *et al*., 2008; Coto 2009), debido a un incremento de las citoquininas que promueven la división y mayor actividad celular de los meristemos; también hay un incremento de la tasa de división celular, originando nuevos rebrotes (Pernisová *et al*., 2009); algo que se diferencian de las plantas madres a las que no se le elimina la dominancia apical y por ende, hay un menor número de hijuelos emitidos por planta; sin embargo, estas diferencias se observan probablemente en un mayor tiempo de evaluación.

Cuadro 8. Prueba de Duncan (α=0.05) para el número de hijuelos por planta.

Tratamientos en estudio		Hijuelos por planta	
Clave	Descripción	(Hijuelos)	Significancia
T_2	Método Barker	7.21	a
T_0	Sin técnica de multiplicación	6.38	a
T_3	Método Hamilton modificado	6.38	a
T_1	Método Hamilton	6.25	a

Tratamientos unidos por la misma letra en una columna, no existe significación estadística.

Reforzando el párrafo anterior y del porqué probablemente no existen diferencias estadísticas entre los tratamientos en estudio (Cuadro 8) debido a que se evaluó la producción de hijuelos después de un mes de la aplicación de los tres métodos de multiplicación; porque Rodríguez (2019), eliminó la dominancia apical aplicando el método Hamilton a diferentes alturas del pseudotallo del plátano y encontró estadísticamente a los tres meses después de su aplicación, una mayor producción de hijuelos en comparación a las plantas sin aplicar el método Hamilton. Aunque Cruz y Ruíz (2012), encontraron que a los 25 días después de la aplicación de los métodos Barker y Hamilton, fueron más efectivos para acelerar la emisión de hijuelos en comparación a las plantas madres donde no se aplicó ni un método.

Sin duda; en esta investigación estadísticamente se esperaba o se tenía alta expectativa que el método Hamilton modificado o estaca de vampiro (T_3); después de su aplicación al pseudotallo brotará el mayor número de hijuelos en comparación a los demás métodos, porque existe evidencia o referencia que se puede cosechar entre 15 hijuelos por planta (Noriega 2010) a 20 hijuelos por planta (Rojas *et al*., 2010). Porque además, el método si se aplicó de forma correcta y se comprobó al observar que la parte apical u hoja bandera quedó seca (Anexo - Figura 24), lo que evidenciaba que se eliminó la dominancia apical al clavar la estaca en el pseudotallo del plátano Bellaco Harton, porque la yema apical ejerce dominancia sobre el crecimiento de

las yemas axilares subyacentes (Cossio 2013) y cuando la yema apical es eliminada, se promueve automáticamente la brotación de las yemas de la base del pseudotallo (Lallana y Lallana 2003).

En toda el área de investigación (384.00 m^2), se cosecharon de los tratamientos T_0 (Sin técnica de multiplicación), T_1 (Método Hamilton), T_2 (Método Barker) y T_3 (Método Hamilton modificado), en promedio un total de 153, 150, 173 y 153 hijuelos, respectivamente (Figura 7a); cuyas producciones representan 24%, 24%, 28% y 24% del total de la producción de hijuelos de plátano en toda el área de investigación, respectivamente (Figura 7b). Se observa aritméticamente que el método Barker obtuvo mayor producción de hijuelos en comparación a los demás métodos de multiplicación de hijuelos de plátano, coincidiendo con los resultados de Cruz y Ruiz (2012), quienes encontraron que el método Barker, ayudó a emitir mayor número de hijuelos que el método Hamilton.

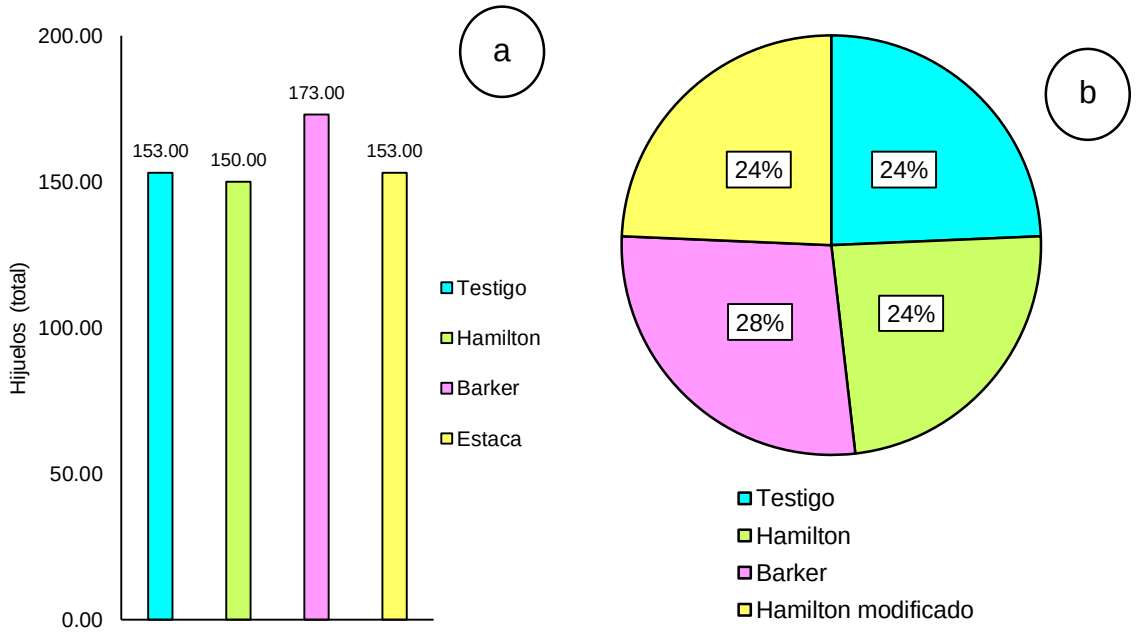


Figura 7. a) Producción total de hijuelos de los tratamientos en estudio en el área de investigación. b) Porcentaje de producción por tratamiento en estudio en relación al total de producción de hijuelos en el área de investigación.

4.2.1.2. Peso de los hijuelos.

Peso total de hijuelos cosechados.

El peso de los hijuelos cosechados por planta obtenido por el tratamiento T_3 (Método Hamilton modificado) es estadísticamente mayor al peso total de los hijuelos cosechados por el tratamiento T_0 (Sin técnica de multiplicación) (Cuadro 9). Sin embargo, estadísticamente los pesos de los hijuelos obtenidos por los tratamientos T_1 (Método Hamilton) y T_2 (Método Barker), fueron iguales al peso obtenido de los hijuelos el tratamiento T_0 (Sin técnica de multiplicación) (Cuadro 9). Aunque aritméticamente los pesos se diferencian ampliamente; estadísticamente no, porque la variabilidad de las respuestas de las unidades experimentales a los tratamientos en estudio fue 30.43% (Anexo - Cuadro 36), y de acuerdo a INE (2016), una variación mayor al 20%, indica que no existe homogeneidad en las respuestas de las unidades experimentales a los tratamientos en estudio y por lo tanto, es poco precisa su estimación significativa entre tratamientos en estudio. Esta variación se debe porque los hijuelos cosechados variaron de tamaño; algunos medían 0.50 m y unos pocos hasta 1.50 m a 2.00 m; sin embargo, era más común cosechar hijuelos con alturas que variaban entre 0.50 m a 1.50 m. Siendo esta variación, lo que influyó a no obtener homogeneidad entre las unidades experimentales.

Cuadro 9. Prueba de Duncan (α=0.05) del peso de los hijuelos cosechados por planta.

Tratamientos en estudio		Peso de los hijuelos por planta	
Clave	Descripción	(kg)	Significancia
T_3	Método Hamilton modificado	9.36	a
T_1	Método Hamilton	7.03	ab
T_2	Método Barker	6.18	ab
T_0	Sin técnica de multiplicación	4.34	b

Tratamientos unidos por la misma letra en una columna, no existe significación estadística.

Por otro lado; se observa que no existe correlación entre los pesos de los hijuelos con los hijuelos cosechados por planta de los tratamientos en estudio, porque el valor del coeficiente de correlación lineal de Pearson entre dos variables ($R^2 = r^2$) es cercano a cero (Figura 8a), porque si el valor de R^2 es cercano a cero, la fuerza de asociación entre ambas variables es inexistente (Laguna 2014). Es decir, la diferencia aritmética de los pesos de los hijuelos entre los tratamientos, no se debe al total de hijuelos cosechados por planta de los mismos tratamientos y además porque el total de hijuelos cosechados por planta de los tratamientos en estudio, fueron estadísticamente iguales (Cuadro 8).

Aritméticamente los pesos de los hijuelos cosechados de las plantas de los tratamientos T_3 (Método Hamilton modificado), T_1 (Método Hamilton) y T_2 (Método Barker) son mayores al peso de los hijuelos obtenido por el tratamiento T_0 (Sin técnica de multiplicación), porque al eliminar la dominancia apical debido a la mutilación del ápice, se pierde el sintetizador de auxina y el efecto orientativo de este en el traslado de las citoquininas sintetizadas en la raíz, permitiendo de esta forma la distribución de esta hormona hacia otros puntos y promoviendo así el brote de yemas axilares (Lallana y Lallana 2003), incluyendo la diferenciación de yemas, alargamiento celular, y mayor flujo de asimilados y nutrientes a través de la planta (Lagoutte *et al*., 2009); razón por el cual según Camacho (2019), los órganos de las plantas incrementan de tamaño y peso por división celular y alargamiento celular, por la que el testigo (sin citoquinina) presenta un menor peso promedio en relación a los otros tratamientos (con citoquinina).

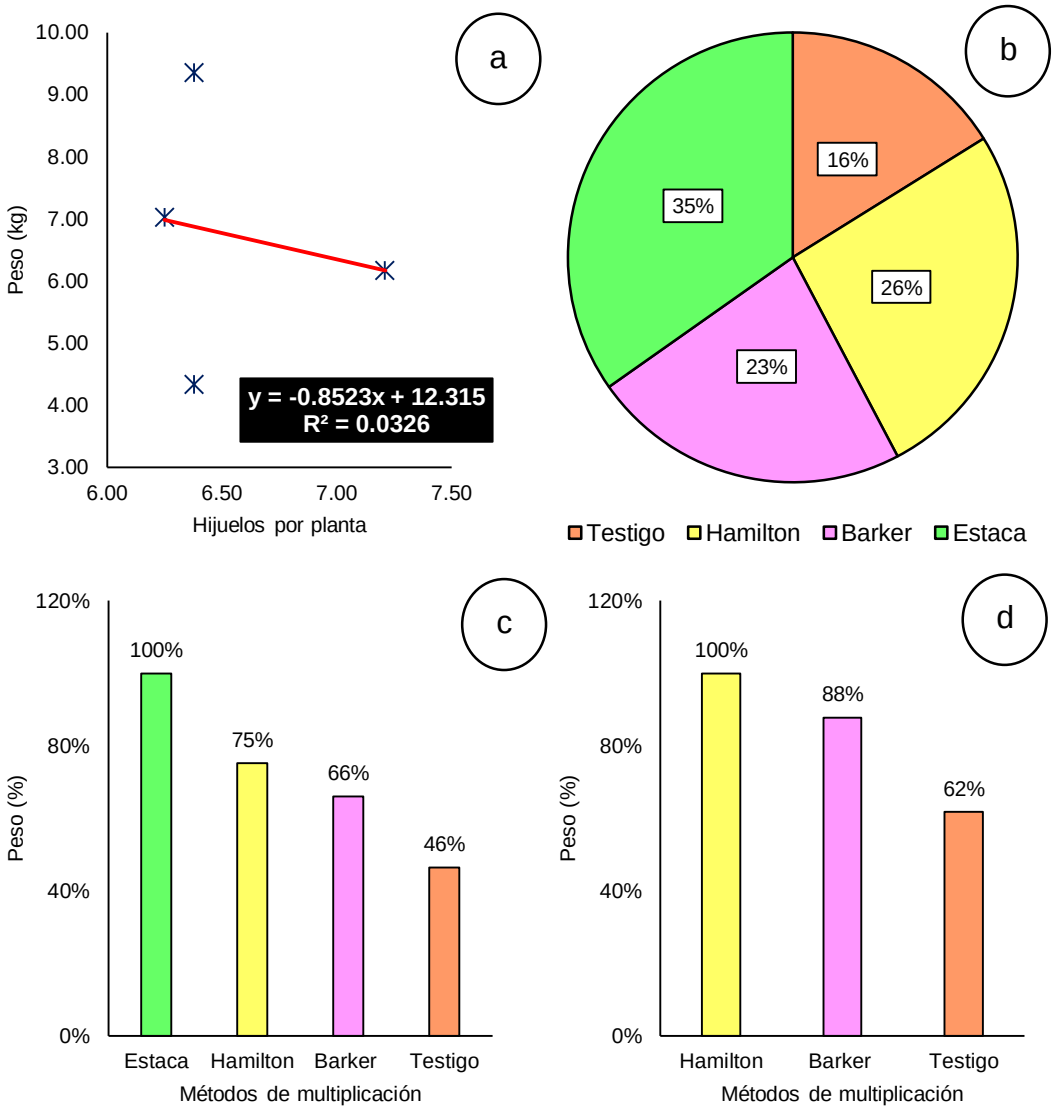


Figura 8. a) Correlación de Pearson entre la variable independiente (hijuelos) y la variable dependiente (peso). b) Porcentaje de producción de los tratamientos respecto a la producción total. c) y d) Relación relativa de los pesos respecto al peso de los hijuelos de los tratamientos Hamilton modificado y Hamilton, respectivamente.

Del peso total de los hijuelos de plátano cosechados en toda el área experimental; 35% corresponde a los hijuelos obtenidos por el tratamiento T_3 (Método Hamilton modificado); mientras que 26%, 23% y 16% corresponden a los hijuelos obtenidos de los tratamientos T_1 (Método Hamilton), T_2 (Método Barker) y T_0 (Sin técnica de multiplicación), respectivamente (Figura

8b). También podemos observar que los pesos de los hijuelos de los tratamientos T_1, T_2 y T_0; pesan 75%, 66% y 46% del peso de los hijuelos obtenido por el tratamiento T_3, respectivamente (Figura 8c), probablemente porque el método Hamilton modificado es más eficiente que los demás métodos, porque de acuerdo a Rodríguez *et al*., (2006), al eliminar la dominancia apical en las plantas, se traslocan los nutrientes del pseudotallo a sus hijuelos, habiendo una mayor dotación de nutrientes en esos hijuelos que en los hijuelos de plantas a los que no se les eliminó la dominancia apical.

Peso de un hijuelo cosechado.

El peso de un hijuelo de plátano Bellaco Harton cosechado del tratamiento T_3 (Método Hamilton modificado) es estadísticamente mayor a los pesos de cada hijuelo cosechados de los tratamientos T_2 (Método Barker) y T_0 (Sin técnica de multiplicación); también, el peso de un hijuelo del tratamiento T_1 (Método Hamilton) es estadísticamente mayor al peso de un hijuelo del tratamiento T_0 (Sin técnica de multiplicación) (Cuadro 10); pero además aritméticamente el peso de un hijuelo obtenido por el tratamiento T_2 (Método Barker) fue mayor en comparación al peso del hijuelo del tratamiento T_0 (Sin técnica de multiplicación) (Cuadro 10).

Es decir, a las plantas madres que se les aplicó los métodos de eliminación de dominancia apical; los hijuelos son más pesados en comparación al peso del hijuelo emergido en plantas madres con dominancia apical (Cuadro 10), porque al inhibir la dominancia apical, se estimula el desarrollo de yemas laterales (Jiménez *et al*., 2008) influenciado por las citoquininas; encargada de la expansión celular y a la que se le asocia con el desarrollo de los cloroplastos y síntesis de la clorofila (Camacho 2019) y regulación de procesos fisiológicos como la fotosíntesis (Schäfer *et al*., 2015). Razón por el cual, el peso del hijuelo del tratamiento T_0 fue menor que los demás pesos, coincidiendo con Camacho (2019), quien reportó que las citoquininas ayudan a incrementar el tamaño y el peso de las plantas tratadas en comparación a los que no se les aplica citoquininas.

Cuadro 10. Prueba de Duncan (α=0.05) del peso de un hijuelo cosechado.

Tratamientos en estudio		Peso de un hijuelo	
Clave	Descripción	(kg)	Significancia
T_3	Método Hamilton modificado	1.43	a
T_1	Método Hamilton	1.10	ab
T_2	Método Barker	0.87	bc
T_0	Sin técnica de multiplicación	0.70	c

Tratamientos unidos por la misma letra en una columna, no existe significación estadística.

Al igual que la variable peso de los hijuelos cosechados por planta; el coeficiente de variabilidad para el peso de un hijuelo fue 22.84% (Anexo - Cuadro 37) y de acuerdo a INE (2016), una variación mayor al 20%, indica que la homogeneidad en las respuestas de las unidades experimentales a los tratamientos en estudio es mala, y por lo tanto, es poco precisa su estimación significativa entre tratamientos en estudio. Esta alta variación se debe porque cada hijuelo cosechado varió de tamaño y por ende su peso también, porque el peso de los hijuelos no está correlacionado con los hijuelos cosechados (Figura 8a), sino con el peso de cada hijuelo cosechado, porque además el valor del coeficiente de correlación lineal de Pearson entre dos variables ($R^2 = r^2$) es cercano a uno (Figura 9a), indicando que la fuerza de asociación entre la variable dependiente (peso de los hijuelos) con la variable independiente (peso de un hijuelo) es muy fuerte (Laguna 2014).

Del peso total de cuatro hijuelos de plátano cosechados; es decir, peso de un hijuelo por tratamiento en estudio (Cuadro 10); 35%, 27%, 21% y 17% corresponden al peso del hijuelo obtenido por los tratamientos T_3 (Método Hamilton modificado), T_1 (Método Hamilton), T_2 (Método Barker) y T_0 (Sin técnica de multiplicación), respectivamente (Figura 9b). Además, el peso del hijuelo obtenido por los tratamientos T_1, T_2 y T_0; pesan 77%, 61% y 49% del peso de un hijuelo del tratamiento T_3, respectivamente (Figura 9c); mientras que el peso de un hijuelo de los tratamientos T_2 y T_0; pesan 79% y 64% del peso de un hijuelo obtenido por el tratamiento T_1 (Figura 9d). Como se observa, el hijuelo

proveniente de la planta con dominancia apical alcanzó un peso menor en comparación a los demás pesos, probablemente porque la planta madre sigue su proceso de alargamiento, porque puede medir hasta 5 m y 40 cm de diámetro aproximadamente y aún se encontraba en inicio de su fase reproductiva (Quispe 2019), que es una crítica etapa y puede afectar la emisión de la bellota y llenado de frutos (Barrera *et al*., 2011); razón por el cual, la planta madre maximiza la absorción de nutrientes y procesos fisiológicos en esta etapa que en la emisión de sus hijuelos.

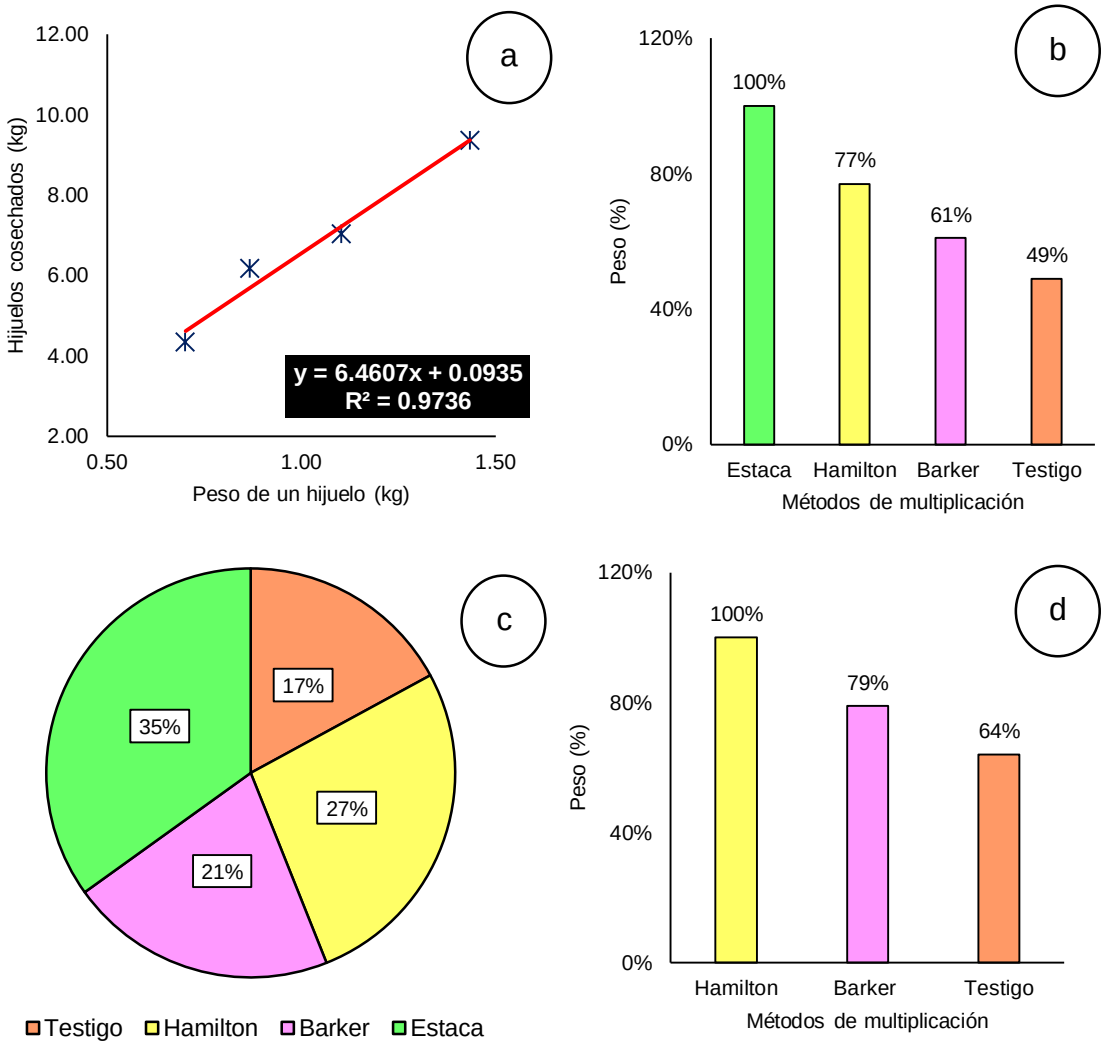


Figura 9. a) Correlación de Pearson de la variable independiente (un hijuelo) y de la variable dependiente (hijuelos cosechados). b) Porcentaje de peso de los tratamientos respecto al peso total. c) y d) Relación relativa del peso de un hijuelo respecto al peso de un hijuelo de los tratamientos Hamilton modificado y Hamilton.

La homogeneidad de los pesos de cada hijuelo es altamente variable (Anexo - Cuadro 13); sin embargo, en promedio el peso de un hijuelo de los tratamientos T_3 (Método Hamilton modificado), T_1 (Método Hamilton), T_2 (Método Barker) y T_0 (Sin técnica de multiplicación) fueron iguales a 1.43 kg, 1.10 kg, 0.87 kg y 0.70 kg, respectivamente (Cuadro 10); estos pesos registrados son menores a lo recomendado por Marcelino *et al*. (2012), quienes indican que los pesos ideales de los hijuelos para la siembra debe variar de 1.50 kg a 2.50 kg; por su parte, Angulo (2017) y Ozambela (2017), cosecharon hijuelos para la siembra con pesos de 1.37 kg a 1.82 kg y 1.36 kg a 1.53 kg, respetivamente. Aunque autores como Días *et al*. (2007), Rosales *et al*. (2008) y Coto (2009), recomiendan que los hijuelos con pesos mayores a 0.50 kg, también son aptas para la siembra. Por lo que lo que es posible determinar que los hijuelos cosechados en este experimento, estaban aptos para la siembra; sin embargo los hijuelos más recomendables provienen de los métodos Hamilton modificado o estaca de vampiro y Hamilton.

4.2.2. Producción de yemas por cormo.

4.2.2.1. Número de yemas por cormo.

Estadísticamente no existen diferencias significativas entre los tratamientos en estudio para el promedio de yemas por cormo de plátano Bellaco Harton (Cuadro 11); porque al parecer estas emisiones vegetativas de color blanco – verdosa que salen del cormo, con alturas de 5 a 15 cm aproximadamente, y que aún están debajo de la superficie; no fue influenciado por la rotura de la dominancia apical en la planta madre para la emisión de yemas laterales, porque el cormo de la planta madre del tratamiento T_0 (Sin técnica de multiplicación), aritméticamente en promedio emitió mayor número de yemas que los cormos de las plantas madres a los que se les aplicó los tres métodos de aplicación (Cuadro 11).

Estadísticamente no hubo diferencias entre los tratamientos en estudio para el número de hijuelos por planta (Cuadro 8); hijuelos que nacen de las yemas del pseudotallo de la planta madre del plátano (Barrera *et al*., 2011); pero, aritméticamente se cosechó más hijuelos en plantas madres tratadas con los tres métodos de multiplicación en comparación a las plantas madres del tratamiento T_0 (Sin técnica de multiplicación) (Cuadro 8 y Figura 7). Caso contrario con la emisión de yemas por cormo, donde el tratamiento T_0 aritméticamente en promedio obtuvo el mayor número de yemas (Cuadro 11); a pesar, que el cormo permanece latente con yemas aptas para desarrollarse al presentarse condiciones óptimas (Barrera *et al*., 2011); condiciones óptimas que se generar a partir de la rotura de la dominancia apical de la planta madre. Sin embargo, es difícil determinar, porque no se emitió más yemas en los cormos de plantas madres sin dominancia apical; probablemente por el período de tiempo de evaluación o por la emisión temprana que dieron origen a los hijuelos, o por otros factores que influyeron sobre este carácter.

Cuadro 11. Prueba de Duncan (α=0.05) para el número de yemas por cormo.

Tratamientos en estudio		Yemas por cormo	
Clave	Descripción	(yemas)	Significancia
T_0	Sin técnica de multiplicación	6.25	a
T_1	Método Hamilton	6.17	a
T_3	Método Hamilton modificado	6.17	a
T_2	Método Barker	5.42	a

Tratamientos unidos por la misma letra en una columna, no existe significación estadística.

4.2.2.2. Peso de las yemas.

Peso total de yemas cosechadas.

No existen diferencias estadísticas entre los tratamientos en estudio para el peso total de las yemas cosechadas por cormo de plátano Bellaco Harton; aunque los coeficientes de variabilidad para el peso de las yemas por

cormo y número de yemas por cormo, fueron menores al 20% (Anexo, Cuadro 39, Cuadro 38) y según INE (2016), un coeficiente entre 15% y 20%, indica que las respuestas de las unidades experimentales a los tratamientos en estudio tienen una estimación significativamente poco confiable. Es decir; es difícil determinar si hubo significancia entre los pesos, porque la variación de las alturas de las yemas iba de 5 cm a 15 cm, y sin un patrón de altura común; razón por el cual había una alta variación de los pesos de las yemas por cormo de plátano.

Cuadro 12. Prueba de Duncan (α=0.05) del peso de las yemas cosechadas por cormo.

Tratamientos en estudio		Peso de las yemas por cormo	
Clave	Descripción	(kg)	Significancia
T_0	Sin técnica de multiplicación	0.68	a
T_1	Método Hamilton	0.68	a
T_2	Método Barker	0.62	a
T_3	Método Hamilton modificado	0.59	a

Tratamientos unidos por la misma letra en una columna, no existe significación estadística.

No hubo diferencias significativas entre los tratamientos; sin embargo, los pesos de las yemas por cormo de los tratamientos T_0 (Sin técnica de multiplicación) y T_1 (Método Hamilton) en el área experimental fueron iguales a 26% y 26% del peso total, respectivamente (Figura 10a); mientras que los pesos de las yemas por cormo de los tratamientos T_2 (Método Barker) y T_3 (Método Hamilton modificado) fueron iguales a 24% y 23% del peso total, respectivamente (Figura 10a). Asimismo; los pesos de las yemas obtenidos por los tratamientos T_2 (Método Barker) y T_3 (Método Hamilton modificado), obtuvieron pesos iguales al 91% y 88% de los pesos de las yemas obtenidas tanto por el tratamiento T_0 (Sin técnica de multiplicación) y T_1 (Método Hamilton), respectivamente (Figura 10b).

Podemos afirmar que en promedio en esta investigación se reportó una producción promedio de yemas por cormo entre 5.42 a 6.25 (Cuadro

11) y que pesan un total entre 0.59 kg a 0.68 kg (Cuadro 12), ubicadas debajo de la superficie, y tienen su origen en la zona interna o central del cormo y emergen a la superficie del mismo por la base de los entrenudos, dando origen a los hijuelos (Jiménez *et al*., 2008). Como la yema apical ejerce dominancia sobre el crecimiento de yemas axilares subyacentes (Cossio 2013), porque en la apical se concentran auxina y citoquinina para producir el alargamiento del eje caular (Lallana y Lallana 2003) y al remover el ápice, las citoquininas promueven el crecimiento de yemas, porque interrumpe el reposo de las yemas vegetativas (Divo de Sesar *et al*., 2003; Canchan 2017); sin embargo, para nuestro estudio, la dominancia apical al parecer no tuvo efecto sobre la emisión de nuevos brotes (Cuadro 11) y además, los pesos fueron significativamente iguales (Cuadro 12).

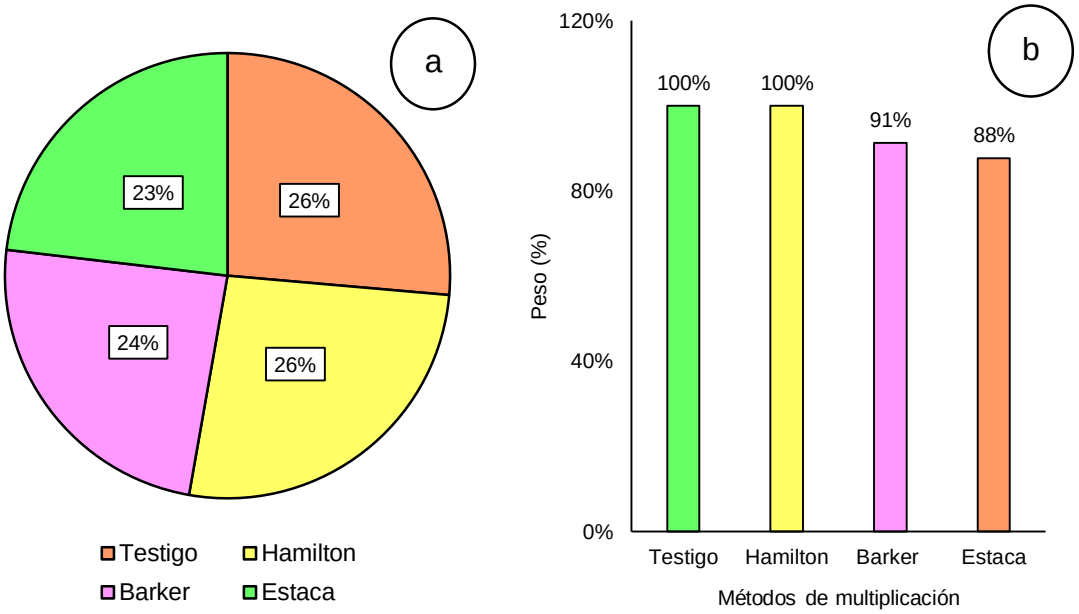


Figura 10. a) Porcentaje de peso de los tratamientos respecto al peso total. b) Relación relativa de los pesos de las yemas de los tratamientos en estudio respecto al peso de las yemas del tratamiento Testigo.

Peso de una yema.

El peso de una yema de plátano Bellaco Harton obtenido por el tratamiento T_2 (Método Barker) fue estadísticamente mayor que el peso de una yema obtenido por el tratamiento T_3 (Método Hamilton modificado); además

el peso de la yema obtenido por el tratamiento T_2 fue estadísticamente igual a los pesos de yema de los tratamientos T_1 (Método Hamilton) y T_0 (Sin técnica de multiplicación) (Cuadro 13). Caso contrario a los pesos de cada hijuelo, donde aritméticamente los hijuelos provenientes de plantas madres sin dominancia apical fueron más pesados en comparación al peso del hijuelo proveniente de la planta madre con dominancia apical (Cuadro 10), porque al eliminar la dominancia apical, las citoquininas juegan un rol importante en los hijuelos, porque según Canchan (2017), estimula la división del cambium, producción de clorofila y expansión celular, y por consiguiente hay un aumento en su peso, coincidiendo con Divo de Sesar *et al*. (2003), que en ensayos demostró que plantas tratadas con citoquininas poseían más ramificaciones, mayor longitud y peso, e incremento de la concentración de clorofilas en las hojas.

Sin embargo esta ventaja fisiológica al romper la dominancia apical, no se observó en los pesos las yemas; porque estadísticamente el peso de la yema del tratamiento T_0 (Sin técnica de multiplicación) fue igual a los pesos en comparación de demás tratamientos en estudio (Cuadro 13 y Figura 11a), y aunque no podemos sostener científicamente porque no existen diferencias aritméticas por lo menos; creemos que cuándo las yemas dan origen a los hijuelos y emergen sobre la superficie, y empiecen a ganar energía luminosa; porque esta energía refuerza y activa más, el desarrollo y crecimiento de hijuelos provenientes de plantas madres sin dominancia apical, porque la emergencia del hijuelo está muy correlacionada con la luminosidad (Barrera *et al*., 2011), porque cuando una planta es expuesta a menor cantidad de luminosidad, tiene menor cantidad fotosintética (Díaz 2002), por lo que esto podría ser una razón de las tantas y explicar porque no existe diferencias significativas entre los pesos de las yemas de los tratamientos (Cuadro 13).

Cuadro 13. Prueba de Duncan (α=0.05) del peso de una yema cosechadas.

Tratamientos en estudio		Peso de una yema	
Clave	Descripción	(g)	Significancia
T_2	Método Barker	119.35	a
T_1	Método Hamilton	112.69	ab
T_0	Sin técnica de multiplicación	110.75	ab
T_3	Método Hamilton modificado	97.69	b

Tratamientos unidos por la misma letra en una columna, no existe significación estadística.

De la suma total del peso de cada yema de plátano Bellaco Harton obtenido por los tratamientos en estudio; 27%, 26%, 25% y 22% del peso de las cuatro yemas corresponden respectivamente a los tratamientos T_2 (Método Barker), T_1 (Método Hamilton), T_0 (Sin técnica) y T_3 (Método Hamilton modificado), (Figura 11a). Asimismo, los pesos de cada yema obtenido por los tratamientos T_1 (Método Hamilton), T_0 (Sin técnica) y T_3 (Método Hamilton modificado) son iguales al 94%, 93% y 82% del peso de la yema obtenido por el tratamiento T_2 (Método Barker), respectivamente (Figura 11b). Además, los pesos registrados en promedio de cada yema varió entre 97.69 g a 119.35 g (Cuadro 13); aunque Marcelino *et al.*, (2012), sostienen que se usan hijuelos como semillas con pesos entre 250 a 350 g para establecerlos en viveros y dos meses después ser llevados al campo definitivo. Por lo tanto y aparentemente, las yemas no son recomendables para usarlos como semilla en vivero, porque aún no alcanza el desarrollo y peso ideal, y además, aun no dan origen a los hijuelos, por lo que sería perjudicial sustraerlo de los cormos.

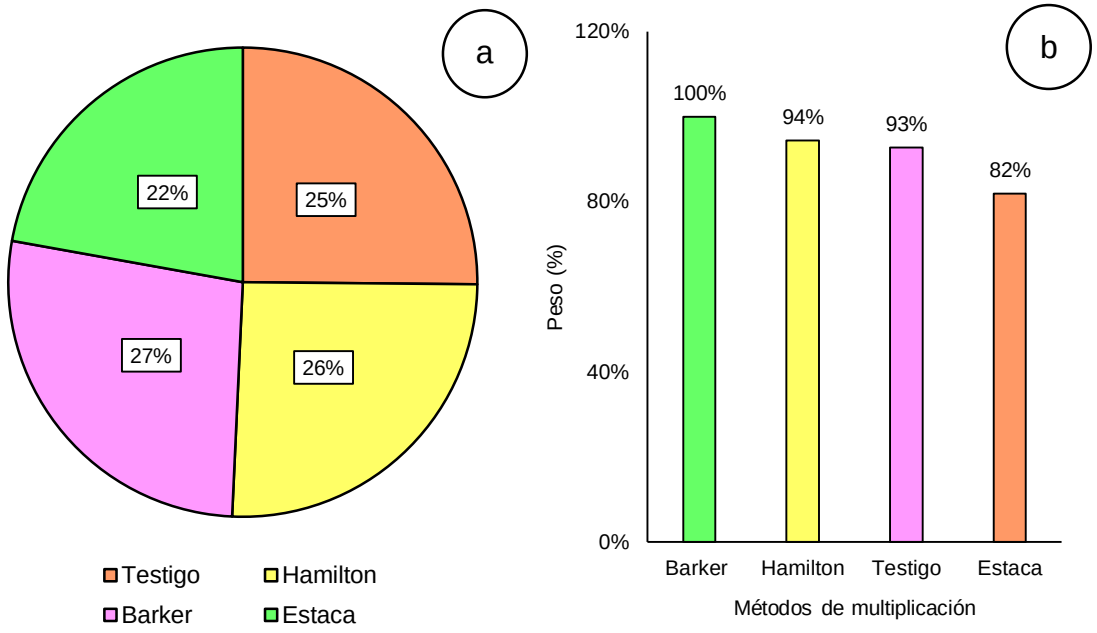


Figura 11. a) Porcentaje de peso de los tratamientos respecto al peso total. b) Relación relativa del peso de una yema de los tratamientos en estudio respecto al peso de una yema del tratamiento Barker.

V. CONCLUSIONES.

De acuerdo a los objetivos del presente trabajo de investigación se concluye lo siguiente:

1. Después de un mes de la aplicación de los métodos de multiplicación, no se pudo encontrar diferencias estadísticas significativas en el número de hijuelos emitidos por planta madre, porque los métodos Hamilton, Barker y Hamilton modificado obtuvieron igual número de hijuelos de plátano que el tratamiento con dominancia apical.

2. Aritméticamente, se observó que después de un mes de la aplicación de los métodos de multiplicación; el método Barker obtuvo mayor número de hijuelos por planta madre en comparación a los otros métodos de multiplicación; pero tanto como los métodos de multiplicación como el tratamiento T_0 (Sin técnica de multiplicación), estadísticamente obtuvieron igual promedio de hijuelos por planta madre. Ahora bien, el peso del hijuelo emitido por la planta madre a la se aplicó el tratamiento T_3 (Método Hamilton modificado) fue estadísticamente mayor al peso del hijuelo emitido por la planta madre a la que se aplicó el tratamiento T_2 (Método Barker) y al peso del hijuelo emitido por planta madre con dominancia apical del tratamiento T_0 (Sin técnica de multiplicación).

3. Estadísticamente no se demostró que método de multiplicación obtuvo mayor número de hijuelos por planta madre en un menor tiempo posible, porque los tratamientos estadísticamente obtuvieron igual número de hijuelos en un mes.

VI. RECOMENDACIONES.

De acuerdo al trabajo de investigación realizado, se recomienda lo siguiente:

1. Realizar evaluaciones de la emisión de hijuelos después de 60 o 90 días posteriores a la aplicación de los métodos de multiplicación: Hamilton, Barker y Hamilton modificado. Esto con el objetivo de obtener una información más exacta y precisa de la aplicación de los métodos de multiplicación; tanto en su influencia para el número de hijuelos, peso del hijuelo; yemas por cormo y peso de la yema.

2. Realizar el estudio de multiplicación de semillas vegetativas, fertilizando a las plantas madres de los hijuelos a emplear para la investigación.

3. Ejecutar la investigación de multiplicación de semillas vegetativas en un invernadero ya que este, crea y mantiene un espacio específico con condiciones adecuadas, controlando la luz, la humedad (suelo y ambiente) y la temperatura, de esta manera lograr los objetivos del estudio.

4. Realizar la investigación con los mismos métodos de multiplicación de semillas vegetativas con diferentes fuentes y dosis de fertilización.

VII. LITERATURA CONSULTADA.

Álvarez, E.; Ceballos, G.; Gañán, L.; Rodríguez, D.; González, S., y Pantoja, A. 2013. Producción de material de siembra limpio en el manejo de las enfermedades limitantes del plátano. Centro Internacional de Agricultura Tropical (CIAT). Bogotá, Colombia. 25 p.

Angulo, J. 2017. Efecto de tres diferentes dosis del enraizante Root Hor en la producción de hijuelos de plátano (*Musa paradisiaca* L.) variedad Bellaco bajo condiciones de cámara térmica. Tesis para optar el título de Ingeniero Agrónomo. Universidad Nacional Agraria de la Selva. Tingo María, Perú. 90 p.

Aristizabal, M., y Jaramillo, G. 2010 Identificación y descripción de las etapas de crecimiento del plátano dominico Harton (Musa AAB). Revista Universidad de Caldas, 18 (29-40): 1-12.

Barrera, J.; Cardona, C., y Cayón, D. 2011. El cultivo de plátano (*Musa* AAB Simmonds): ecofisiología y manejo cultural sostenible. Impresión y encuadernación Cadena S.A. Primera edición. Bogotá, Colombia. 102 p.

Camacho, J. 2019. Regímenes de riego y momentos de aplicación de citoquininas en papa (*Solanum tuberosum*) var. Única, bajo goteo. Tesis para optar el título de Maestro Magister Scientiae en Producción Agrícola. Universidad Nacional Agraria La Molina. Lima, Perú. 122 p.

Canchan, R. 2017. Identificación y propagación de *Guadua* sp. con fitoreguladores, Pichanaqui – Perú. Tesis para optar el título de Ingeniero Forestal. Universidad Nacional del Centro del Perú. 61 p.

Cárdenas, F. 2009. Informe final de consultoría: Estudio de mercado de la cadena de plátano. Ministerio de Agricultura de Perú. Informe N°1. Lima, Perú. Pp. 30 - 31.

Cedeño, G. 2015. Biorreguladores para la propagación intensiva del banano Williams (*Musa* AAA Simmonds) en cámara térmica. Tesis para optar el

título de Magister Scientiae en Producción Agrícola. Universidad Nacional Agraria La Molina. 114 p.

Cossio, L. 2013. Guía de estudio: Reguladores de crecimiento en las plantas. Cátedra de fisiología vegetal. Editorial de la Universidad Nacional del Nordeste. Buenos Aires, Argentina. 29 p.

Coto, J. 2009. Guía para multiplicación rápida de cormos de plátano y banano, Fundación Hondureña de Investigación Agrícola (FHIA). La Lima, Cortés, Honduras. 14 p.

Cruz, L., y Ruiz, D. 2012. Métodos para acelerar la emisión y desarrollo de hijuelos en plátano (*Musa* sp) en la Escuela Agrícola Panamericana, Zamorano, Honduras. Tesis para optar el título de Ingeniero Agrónomo. Universidad Zamorano. Zamorano, Honduras. 20 p.

Díaz, D. 2002. Fisiología de los árboles frutales: Maduración de frutos. Editorial AGT S.A. México D.F., México. 230 p.

Díaz, J.; Rivera, M., y Durán, F. 2007. Como proteger de las plagas del suelo los cormos-semillas de plátano y banano. Editado por Departamento de Protección Vegetal de Fundación Hondureña de Investigación Agrícola (FHIA). La Lima, Cortés, Honduras. 18 p.

Divo de Sesar, M.; D'Ambrogio, A.; Boquete, J.; Vilella, F., y Stella, A. 2003. Determinación del momento óptimo de aplicación de 6-bencilaminopurina y correspondencia con la secuencia histológica en el proceso de enraizamiento de estacas semileñosas de *Jasminum mensyi* Hance (Oleaceae). Pp. 27-36. En: A.J. Pascale (ed.), Floricultura en la Argentina, Investigación y Tecnología de Producción. Editorial Facultad de Agronomía - Universidad de Buenos Aires. Buenos Aires, Argentina. 468 p.

Flores, I. 2011. Selección de clones y cultivares de plátano y banano (*Musa* sp.) resistentes a plagas de importancia en condiciones de Satipo. Tesis para optar el título de Ingeniero Agrónomo. Universidad Nacional del Centro del Perú. Huancayo, Perú. 129 p.

Galán, V., y Robinson, J. 2013. Fisiología, clima y producción de banano. En: XX Reunião Internacional da Associação para a Cooperação em Pesquisa e Desenvolvimento Integral das Musáceas (Bananas e Plátanos). Fortaleza, Brasil. Pp. 43- 54.

Herrera, M., y Colonia, L. 2011. Manejo integrado del cultivo de plátano: Curso Taller. Universidad Nacional Agraria La Molina, Oficina Académica de Extensión y Proyección Social – AGROBANCO. Chanchamayo, Perú. Pp. 6 – 9.

Hidalgo, E. 2012. Evaluación de un empaque biodegradable a partir de almidón modificado de yuca (*Manihot esculenta* Crantz.) con adición de capsaicina, sobre el desarrollo del fruto del plátano Dominico Harton (*Musa* AAB Simmonds). Tesis para optar el título de Ingeniero Agropecuario. Universidad del Cauca. Popayán, Colombia. 87 p.

Integrated Taxonomic Information System. 2020. ITIS Report, *Musa paradisiaca* L. Taxonomic Serial N°: 42391. [En línea]: (https://tinyurl.com/yxgbskkz, publicación en la web de Integrated Taxonomic Information System (ITIS), revisado el 20 de julio del 2020).

INE. 2016. Anexo estadístico: Coeficientes de variación y error asociado al estimador. Editado por Encuesta Nacional de Empleo (ENE). Instituto Nacional de Estadísticas (INE). Santiago de Chile, Chile. 5 p.

Jiménez, R.; Rengifo, D.; Céspedes, C., y Suárez, P. 2008. Producción rápida de plantas de musáceas a partir de cormitos bajo sombra controlada. Editorial del Instituto Dominicano de Investigaciones Agropecuarias y Forestales (IDIAF). Serie Técnica: Producción de Material de Siembra N° 3. Santo Domingo, República Dominicana. 30 p.

Lagoutte, S.; Divo de Sesar, M.; Vilella, F. 2009. Efecto del tamaño de celdas y citoquininas en el crecimiento de plantas de petunia. Revista Internacional de Botánica Experimental, 78: 31-36.

Laguna, C. 2014. Correlación y regresión lineal. En: Diplomado en salud pública del Instituto Aragonés de Ciencias de la Salud. Universidad de Zaragoza. Zaragoza, España. 18 p.

Lallana, H.; Lallana, M. 2003. Manual de prácticas de fisiología vegetal. Editorial de la Universidad Nacional del Nordeste. Segunda edición digital. Buenos Aires, Argentina. 47 p.

Mansilla, L. 2013. Niveles críticos para la interpretación del análisis de suelos. En: Primer curso de interpretación de análisis físico-químico en los cultivos de café y cacao. Tingo María, Perú. 3 p.

Marcelino, L.; González, V.; Ríos, D. 2010. Manual técnico: El cultivo de plátano (*Musa paradisiaca* L.) en Panamá. Departamento de Ediciones y Publicaciones del Instituto de Investigación Agropecuaria de Panamá (IDIAP). Panamá, Panamá. 48 p.

Martínez, G.; Tremont, O.; Hernández, J. 2002. Manual técnico para la propagación de Musáceas. Editado por Centro Nacional de Investigaciones Agropecuarias (CENIAP). Maracay, Venezuela. 21 p.

MINAGRI. 2019. Plan nacional de cultivos 2019 – 2020. Editado por el Ministerio de Agricultura y Riego (MINAGRI). Lima, Perú. 323 p.

MINAM. 2013. Boletín de indicadores ambientales región Ucayali. Editado por el Ministerio del Ambiente (MINAM). Lima, Perú. 155 p.

Njukwe, E.; Tenkouano, A.; Amah, D.; Sadik, K.; Pérez, M.; Nyine, M., y Dubois, T. 2007. Macropropagation of banana and plantain: training manual. International Institute of Tropical Agriculture (IITA). Yaounde, Cameroon. 23 p.

Noriega, M. 2010. Tecnología para la producción rápida de semilla (hijuelos) de Banano (*Musa* sp.) en campo. En: Desarrollo de la oferta tecnológica de banano orgánico en la región Piura. Cartilla técnica. Editado por el Ministerio de Agricultura (MINAG). Lima, Perú. 16 p.

Núñez, A. 2014. Edad adecuada de cosecha de brotes obtenidos mediante la eliminación de dominancia apical en cormos de banano Isla (*Musa acuminata* x *Musa balbisiana*) ABB en la zona de Satipo. Tesis para optar el título de Ingeniero en Ciencias Agrarias. Universidad Nacional del Centro del Perú. Satipo, Perú. 56 p.

Ormaza, M. 2017. Influencia de tres niveles de carbamida sobre la inducción de hijuelos de plátano (*Musa* AAB Simmonds) en el valle del río Carrizal. Escuela Superior Politécnica Agropecuaria de Manabí Manuel Félix López. Tesis para optar el título de Ingeniero Agrícola. Manabí, Ecuador. 59 p.

Ospina, J.; Rubiano, J. 2019. Evaluación de bioestimulantes en la propagación intensiva de semilla plátano Dominico Harton en almácigo bajo cubierta plástica. Tesis para optar el título de Ingeniero Agrónomo. Universidad Nacional Abierta y a Distancia. Bogotá, Colombia. 72 p.

Ozambela, L. 2017. Efecto de tres enraizantes sintéticos en la producción de hijuelos de plátano (*Musa paradisiaca* L.) bajo condiciones de la cámara térmica. Tesis para optar el título de Ingeniero Agrónomo. Universidad Nacional Agraria de la Selva. Tingo María, Perú. 96 p.

Palencia, G.; Gómez, R.; Martín, J. 2006. Manejo sostenible del cultivo del plátano. Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria (CORPOICA). Editorial Produmedios. Colombia. 13 p.

Pernisová, E.; Klima, P.; Horák, J.; Válková, M.; Malbeck, J.; Soucek, P.; Reichman, P.; Hoyerová, K.; Dubuvá, J.; Friml, J.; Zazimalová, E.; Hejatko, J. 2009. Cytokinins modulate auxin-induced organogenesis in plants via regulation of the auxin efflux. PNAS, 106 (9): 3609- 3614.

Quispe, D. 2010. Evaluación de dos medios de cultivo y diferentes concentraciones de benzil amino purina (BAP) en la multiplicación in vitro de seis accesiones del género musa (*Musa acuminata* y *Musa balbisiana*). Tesis para optar el título de Ingeniero Agrónomo. Universidad Mayor de San Andrés. La Paz, Bolivia. 118 p.

Quispe, E. 2011. Inducción de plantas madres en la producción de hijuelos en tres de plátano (*Musa paradisiaca* L.) Kimbiri, 520 msnm. - La Convención, Cusco. Tesis para optar el título de Ingeniero Agrónomo. Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga. Ayacucho, Perú. 105 p.

Quispe, A. 2019. Propagación del banano Gross Michel con diferentes técnicas de multiplicación en vivero en Belempata distrito de Echarati – La Convención- Cusco. Tesis para optar el título de Ingeniero Agrónomo Tropical. Universidad Nacional de San Antonio Abad del Cusco. Cusco, Perú. 93 p.

Rodríguez, M.; Guerrero, M. 2002. Guía técnica: cultivo de plátano. Editado por el Centro Nacional de Tecnología Agropecuaria y Forestal (CENTA). La Libertad, El Salvador. 32 p.

Rodríguez, C.; Cayón, G.; Mira, J. 2006. Influencia del pseudotallo de la planta madre cosechada sobre el crecimiento y producción del hijo de sucesión en banano (*Musa* AAA Simmonds). Universidad Nacional de Colombia. Revista Agronomía Colombiana, Bogotá. 24(2):274-279.

Rodríguez, G.; Becerra, J.; Betancourt, M.; Miranda, T.; Alzate, S. 2019. Modelo productivo: tecnologías eficientes para la producción de semilla de plátano en los Llanos Orientales. Editorial de la Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria (AGROSAVIA). Orinoquía, Colombia. 81 p.

Rodríguez, M. 2019. Influencia de la altura de corte del pseudotallo y niveles de nitrógeno en la inducción de hijuelos de plátano (*Musa paradisiaca*) CV. “bellaco plátano” en Tingo María. Tesis para optar el título de Ingeniero Agrónomo. Universidad Nacional Agraria de la Selva. Tingo María, Perú. 103 p.

Rojas, J.; Vegas, U.; Domínguez, R. 2010. Núcleo para la producción rápida de semilla de banano orgánico en campo en el Perú. En: Memorias de la XIX Reunión Internacional ACORBAT 2010. Medellín, Colombia. Pp. 587- 593.

Rosales, E.; Álvarez, M.; Vargas, A. 2008. Guía práctica para la producción de plátano con altas densidades. Experiencias de América Latina y El Caribe (FE Rosales, ed.). Bioversity International, Montpellier. París, Francia. 24 p.

Schäfer, M.; Canales, I.; Navarro, A.; Quezada, A.; Brütting, C.; Radomira, V.; Meldau, T. 2015. Cytokinin levels and signaling respond to wounding and the perception of herbivore elicitors in Nicotiana attenuata. Journal of Integrative Plant Biology, 57 (2): 198-212.

Solarte. 2018. Producción y comercialización de un cultivo de plátano (*Musa paradisiaca* L.), en un área de 5.000 m² en la vereda Alto Lorenzo del municipio de Puerto Asís, Putumayo. Tesis para optar el título de Ingeniero Agrónomo. Universidad de La Salle. Bogotá, Colombia. 39 p.

Ushiñahua, J. 2006. Fertilización orgánica de dos variedades de plátano (*Musa* AAB) en un suelo ácido de la banda de Shilcayo –región San Martín. Tesis para optar el título de Ingeniero Agrónomo. Universidad Nacional de San Martín. Tarapoto, Perú. 92 p.

Waldo, S. 2015. Optimización de parámetros tecnológicos para la elaboración de bebida instantánea liofilizada a base de plátano verde (*Musa paradisiaca* L.) y leche. Tesis para optar el título de Ingeniero Agrónomo. Universidad Nacional de San Martín. Tarapoto, Perú. 92 p.

Zavaleta, J. 2006. Evaluación de cinco densidades de siembra en semilleros de plátano (*Musa* sp.) cultivares “Isla” *Musa paradisíaca* L y “Bellaco” *Musa corniculata* L. en Tulumayo. Tesis para optar el título de Ingeniero Agrónomo. Universidad Nacional Agraria de la Selva. Tingo María, Perú. 123 p.

VIII. ANEXO.

Cuadro 14A. Análisis de varianza para la altura de planta del plátano a los 30 días después de siembra.

Fuente de variación	GL	SC	CM	F Calculado	F tabulado		Sig.
					(α: 0.05)	(α: 0.01)	
Bloques	3	946.99	315.66	7.90	3.86	6.99	AS
Tratamientos	3	49.47	16.49	0.41	3.86	6.99	NS
Error experimental	9	359.46	39.94				
Total	15	1355.92					
Variación (%)	16.05						

GL = Grados de libertad. SC = Suma de cuadrados. CM = Cuadrados medios. Sig. = Significancia.
AS = Existe diferencias estadísticas al 1 % de probabilidad.
NS = No existen diferencias estadísticas significativas.

Cuadro 15A. Análisis de varianza para la altura de planta del plátano a los 60 días después de siembra.

Fuente de variación	GL	SC	CM	F Calculado	F tabulado		Sig.
					(α: 0.05)	(α: 0.01)	
Bloques	3	1038.07	346.02	9.13	3.86	6.99	AS
Tratamientos	3	40.73	13.58	0.36	3.86	6.99	NS
Error experimental	9	340.99	37.89				
Total	15	1419.79					
Variación (%)	11.58						

GL = Grados de libertad. SC = Suma de cuadrados. CM = Cuadrados medios. Sig. = Significancia.
AS = Existe diferencias estadísticas al 1 % de probabilidad.
NS = No existen diferencias estadísticas significativas.

Cuadro 16A. Análisis de varianza para la altura de planta del plátano a los 90 días después de siembra.

Fuente de variación	GL	SC	CM	F Calculado	F tabulado		Sig.
					(α: 0.05)	(α: 0.01)	
Bloques	3	2387.90	795.97	9.32	3.86	6.99	AS
Tratamientos	3	142.32	47.44	0.56	3.86	6.99	NS
Error experimental	9	768.98	85.44				
Total	15	3299.20					
Variación (%)	10.37						

GL = Grados de libertad. SC = Suma de cuadrados. CM = Cuadrados medios. Sig. = Significancia.
AS = Existe diferencias estadísticas al 1 % de probabilidad.
NS = No existen diferencias estadísticas significativas.

Cuadro 17A. Análisis de varianzapara la altura de planta del plátano a los 120 días después de siembra.

Fuente de variación	GL	SC	CM	F Calculado	F tabulado (α: 0.05)	F tabulado (α: 0.01)	Sig.
Bloques	3	4042.03	1347.34	8.19	3.86	6.99	AS
Tratamientos	3	205.75	68.58	0.42	3.86	6.99	NS
Error experimental	9	1479.75	164.42				
Total	15	5727.54					
Variación (%)	10.13						

GL = Grados de libertad. SC = Suma de cuadrados. CM = Cuadrados medios. Sig. = Significancia.
AS = Existe diferencias estadísticas al 1 % de probabilidad.
NS = No existen diferencias estadísticas significativas.

Cuadro 18A. Análisis de varianza para la altura de planta del plátano a los 150 días después de siembra.

Fuente de variación	GL	SC	CM	F Calculado	F tabulado (α: 0.05)	F tabulado (α: 0.01)	Sig.
Bloques	3	4747.44	1582.48	7.08	3.86	6.99	AS
Tratamientos	3	343.24	114.41	0.51	3.86	6.99	NS
Error experimental	9	2010.78	223.42				
Total	15	7101.45					
Variación (%)	8.86						

GL = Grados de libertad. SC = Suma de cuadrados. CM = Cuadrados medios. Sig. = Significancia.
AS = Existe diferencias estadísticas al 1 % de probabilidad.
NS = No existen diferencias estadísticas significativas.

Cuadro 19A. Análisis de varianza para la altura de planta del plátano a los 180 días después de siembra.

Fuente de variación	GL	SC	CM	F Calculado	F tabulado (α: 0.05)	F tabulado (α: 0.01)	Sig.
Bloques	3	4564.30	1521.43	6.56	3.86	6.99	AS
Tratamientos	3	339.81	113.27	0.49	3.86	6.99	NS
Error experimental	9	2088.80	232.09				
Total	15	6992.91					
Variación (%)	8.05						

GL = Grados de libertad. SC = Suma de cuadrados. CM = Cuadrados medios. Sig. = Significancia.
AS = Existe diferencias estadísticas al 1 % de probabilidad.
NS = No existen diferencias estadísticas significativas.

Cuadro 20A. Análisis de varianza para la altura de planta del plátano a los 210 días después de siembra.

Fuente de variación	GL	SC	CM	F Calculado	F tabulado		Sig.
					(α: 0.05)	(α: 0.01)	
Bloques	3	5690.13	1896.71	7.23	3.86	6.99	AS
Tratamientos	3	353.42	117.81	0.45	3.86	6.99	NS
Error experimental	9	2362.08	262.45				
Total	15	8405.64					
Variación (%)	7.22						

GL = Grados de libertad. SC = Suma de cuadrados. CM = Cuadrados medios. Sig. = Significancia.
AS = Existe diferencias estadísticas al 1 % de probabilidad.
NS = No existen diferencias estadísticas significativas.

Cuadro 21A. Análisis de varianza para el diámetro del pseudotallo a los 30 días después de siembra.

Fuente de variación	GL	SC	CM	F Calculado	F tabulado		Sig.
					(α: 0.05)	(α: 0.01)	
Bloques	3	39.18	13.06	8.40	3.86	6.99	AS
Tratamientos	3	4.38	1.46	0.94	3.86	6.99	NS
Error experimental	9	14.00	1.56				
Total	15	57.56					
Variación (%)	15.26						

GL = Grados de libertad. SC = Suma de cuadrados. CM = Cuadrados medios. Sig. = Significancia.
AS = Existe diferencias estadísticas al 1 % de probabilidad.
NS = No existen diferencias estadísticas significativas.

Cuadro 22A. Análisis de varianza para el diámetro del pseudotallo a los 60 días después de siembra.

Fuente de variación	GL	SC	CM	F Calculado	F tabulado		Sig.
					(α: 0.05)	(α: 0.01)	
Bloques	3	52.50	17.50	7.15	3.86	6.99	AS
Tratamientos	3	5.85	1.95	0.80	3.86	6.99	NS
Error experimental	9	22.03	2.45				
Total	15	80.38					
Variación (%)	11.46						

GL = Grados de libertad. SC = Suma de cuadrados. CM = Cuadrados medios. Sig. = Significancia.
AS = Existe diferencias estadísticas al 1 % de probabilidad.
NS = No existen diferencias estadísticas significativas.

Cuadro 23A. Análisis de varianza para el diámetro del pseudotallo a los 90 días después de siembra.

Fuente de variación	GL	SC	CM	F Calculado	F tabulado (α: 0.05)	F tabulado (α: 0.01)	Sig.
Bloques	3	120.88	40.29	8.33	3.86	6.99	AS
Tratamientos	3	4.55	1.52	0.31	3.86	6.99	NS
Error experimental	9	43.55	4.84				
Total	15	168.98					
Variación (%)	9.70						

GL = Grados de libertad. SC = Suma de cuadrados. CM = Cuadrados medios. Sig. = Significancia.
AS = Existe diferencias estadísticas al 1 % de probabilidad.
NS = No existen diferencias estadísticas significativas.

Cuadro 24A. Análisis de varianza para el diámetro del pseudotallo a los 120 días después de siembra.

Fuente de variación	GL	SC	CM	F Calculado	F tabulado (α: 0.05)	F tabulado (α: 0.01)	Sig.
Bloques	3	215.51	71.84	7.77	3.86	6.99	AS
Tratamientos	3	14.56	4.85	0.53	3.86	6.99	NS
Error experimental	9	83.22	9.25				
Total	15	313.29					
Variación (%)	9.67						

GL = Grados de libertad. SC = Suma de cuadrados. CM = Cuadrados medios. Sig. = Significancia.
AS = Existe diferencias estadísticas al 1 % de probabilidad.
NS = No existen diferencias estadísticas significativas.

Cuadro 25A. Análisis de varianza para el diámetro del pseudotallo a los 150 días después de siembra.

Fuente de variación	GL	SC	CM	F Calculado	F tabulado (α: 0.05)	F tabulado (α: 0.01)	Sig.
Bloques	3	254.04	84.68	7.21	3.86	6.99	AS
Tratamientos	3	21.30	7.10	0.60	3.86	6.99	NS
Error experimental	9	105.69	11.74				
Total	15	381.03					
Variación (%)	8.07						

GL = Grados de libertad. SC = Suma de cuadrados. CM = Cuadrados medios. Sig. = Significancia.
AS = Existe diferencias estadísticas al 1 % de probabilidad.
NS = No existen diferencias estadísticas significativas.

Cuadro 26A. Análisis de varianza para el diámetro del pseudotallo a los 180 días después de siembra.

Fuente de variación	GL	SC	CM	F Calculado	F tabulado (α: 0.05)	F tabulado (α: 0.01)	Sig.
Bloques	3	176.18	58.73	5.39	3.86	6.99	AS
Tratamientos	3	27.76	9.25	0.85	3.86	6.99	NS
Error experimental	9	98.00	10.89				
Total	15	301.94					
Variación (%)	7.06						

GL = Grados de libertad. SC = Suma de cuadrados. CM = Cuadrados medios. Sig. = Significancia.
AS = Existe diferencias estadísticas al 1 % de probabilidad.
NS = No existen diferencias estadísticas significativas.

Cuadro 27A. Análisis de varianza para el diámetro del pseudotallo a los 210 días después de siembra.

Fuente de variación	GL	SC	CM	F Calculado	F tabulado (α: 0.05)	F tabulado (α: 0.01)	Sig.
Bloques	3	88.59	29.53	3.60	3.86	6.99	AS
Tratamientos	3	18.37	6.12	0.75	3.86	6.99	NS
Error experimental	9	73.79	8.20				
Total	15	180.75					
Variación (%)	5.41						

GL = Grados de libertad. SC = Suma de cuadrados. CM = Cuadrados medios. Sig. = Significancia.
AS = Existe diferencias estadísticas al 1 % de probabilidad.
NS = No existen diferencias estadísticas significativas.

Cuadro 28A. Análisis de varianza para el número de hojas por planta a los 30 días después de siembra.

Fuente de variación	GL	SC	CM	F Calculado	F tabulado (α: 0.05)	F tabulado (α: 0.01)	Sig.
Bloques	3	1.01	0.34	1.58	3.86	6.99	AS
Tratamientos	3	0.13	0.04	0.21	3.86	6.99	NS
Error experimental	9	1.91	0.21				
Total	15	3.05					
Variación (%)	36.25						

GL = Grados de libertad. SC = Suma de cuadrados. CM = Cuadrados medios. Sig. = Significancia.
AS = Existe diferencias estadísticas al 1 % de probabilidad.
NS = No existen diferencias estadísticas significativas.

Cuadro 29A. Análisis de varianza para el número de hojas por planta a los 60 días después de siembra.

Fuente de variación	GL	SC	CM	F Calculado	F tabulado (α: 0.05)	F tabulado (α: 0.01)	Sig.
Bloques	3	4.21	1.40	5.17	3.86	6.99	AS
Tratamientos	3	0.06	0.02	0.07	3.86	6.99	NS
Error experimental	9	2.45	0.27				
Total	15	6.72					
Variación (%)	9.05						

GL = Grados de libertad. SC = Suma de cuadrados. CM = Cuadrados medios. Sig. = Significancia.
AS = Existe diferencias estadísticas al 1 % de probabilidad.
NS = No existen diferencias estadísticas significativas.

Cuadro 30A. Análisis de varianza para el número de hojas por planta a los 90 días después de siembra.

Fuente de variación	GL	SC	CM	F Calculado	F tabulado (α: 0.05)	F tabulado (α: 0.01)	Sig.
Bloques	3	9.69	3.23	6.97	3.86	6.99	AS
Tratamientos	3	0.66	0.22	0.47	3.86	6.99	NS
Error experimental	9	4.17	0.46				
Total	15	14.51					
Variación (%)	5.46						

GL = Grados de libertad. SC = Suma de cuadrados. CM = Cuadrados medios. Sig. = Significancia.
AS = Existe diferencias estadísticas al 1 % de probabilidad.
NS = No existen diferencias estadísticas significativas.

Cuadro 31A. Análisis de varianza para el número de hojas por planta a los 120 días después de siembra.

Fuente de variación	GL	SC	CM	F Calculado	F tabulado (α: 0.05)	F tabulado (α: 0.01)	Sig.
Bloques	3	6.77	2.26	3.59	3.86	6.99	AS
Tratamientos	3	0.80	0.27	0.42	3.86	6.99	NS
Error experimental	9	5.65	0.63				
Total	15	13.22					
Variación (%)	4.64						

GL = Grados de libertad. SC = Suma de cuadrados. CM = Cuadrados medios. Sig. = Significancia.
AS = Existe diferencias estadísticas al 1 % de probabilidad.
NS = No existen diferencias estadísticas significativas.

Cuadro 32A. Análisis de varianza para el número de hojas por planta a los 150 días después de siembra.

Fuente de variación	GL	SC	CM	F Calculado	F tabulado (α: 0.05)	F tabulado (α: 0.01)	Sig.
Bloques	3	5.29	1.76	3.31	3.86	6.99	AS
Tratamientos	3	0.36	0.12	0.23	3.86	6.99	NS
Error experimental	9	4.79	0.53				
Total	15	10.44					
Variación (%)	3.30						

GL = Grados de libertad. SC = Suma de cuadrados. CM = Cuadrados medios. Sig. = Significancia.
AS = Existe diferencias estadísticas al 1 % de probabilidad.
NS = No existen diferencias estadísticas significativas.

Cuadro 33A. Análisis de varianza para el número de hojas por planta a los 180 días después de siembra.

Fuente de variación	GL	SC	CM	F Calculado	F tabulado (α: 0.05)	F tabulado (α: 0.01)	Sig.
Bloques	3	3.85	1.28	3.45	3.86	6.99	AS
Tratamientos	3	0.95	0.32	0.85	3.86	6.99	NS
Error experimental	9	3.35	0.37				
Total	15	8.16					
Variación (%)	2.47						

GL = Grados de libertad. SC = Suma de cuadrados. CM = Cuadrados medios. Sig. = Significancia.
AS = Existe diferencias estadísticas al 1 % de probabilidad.
NS = No existen diferencias estadísticas significativas.

Cuadro 34A. Análisis de varianza para el número de hojas por planta a los 210 días después de siembra.

Fuente de variación	GL	SC	CM	F Calculado	F tabulado (α: 0.05)	F tabulado (α: 0.01)	Sig.
Bloques	3	1.47	0.49	1.76	3.86	6.99	AS
Tratamientos	3	0.38	0.13	0.45	3.86	6.99	NS
Error experimental	9	2.51	0.28				
Total	15	4.36					
Variación (%)	1.85						

GL = Grados de libertad. SC = Suma de cuadrados. CM = Cuadrados medios. Sig. = Significancia.
AS = Existe diferencias estadísticas al 1 % de probabilidad.
NS = No existen diferencias estadísticas significativas.

Cuadro 35A. Análisis de varianza para el número de hijuelos por planta.

Fuente de variación	GL	SC	CM	F Calculado	F tabulado (α: 0.05)	F tabulado (α: 0.01)	Sig.
Bloques	3	3.20	1.07	1.06	3.86	6.99	NS
Tratamientos	3	2.34	0.78	0.77	3.86	6.99	NS
Error experimental	9	9.06	1.01				
Total	15	14.60					
Variación (%)	15.31						

GL = Grados de libertad. SC = Suma de cuadrados. CM = Cuadrados medios. Sig. = Significancia.
AS = Existe diferencias estadísticas al 1 % de probabilidad.
NS = No existen diferencias estadísticas significativas.

Cuadro 36A. Análisis de varianza para el peso de hijuelos por planta.

Fuente de variación	GL	SC	CM	F Calculado	F tabulado (α: 0.05)	F tabulado (α: 0.01)	Sig.
Bloques	3	14.57	4.86	1.16	3.86	6.99	NS
Tratamientos	3	51.97	17.32	4.13	3.86	6.99	S
Error experimental	9	37.72	4.19				
Total	15	104.26					
Variación (%)	30.43						

GL = Grados de libertad. SC = Suma de cuadrados. CM = Cuadrados medios. Sig. = Significancia.
AS = Existe diferencias estadísticas al 1 % de probabilidad.
S = Existe diferencias estadísticas al 5 % de probabilidad.

Cuadro 37A. Análisis de varianza para el peso de un hijuelo.

Fuente de variación	GL	SC	CM	F Calculado	F tabulado (α: 0.05)	F tabulado (α: 0.01)	Sig.
Bloques	3	0.12	0.04	0.73	3.86	6.99	NS
Tratamientos	3	1.21	0.40	7.34	3.86	6.99	AS
Error experimental	9	0.50	0.06				
Total	15	1.83					
Variación (%)	22.84						

GL = Grados de libertad. SC = Suma de cuadrados. CM = Cuadrados medios. Sig. = Significancia.
AS = Existe diferencias estadísticas al 1 % de probabilidad.
NS = No existen diferencias estadísticas significativas.

Cuadro 38A. Análisis de varianza para el número de yemas por cormo.

Fuente de variación	GL	SC	CM	F Calculado	F tabulado (α: 0.05)	F tabulado (α: 0.01)	Sig.
Bloques	3	11.96	3.99	3.06	3.86	6.99	NS
Tratamientos	3	1.83	0.61	0.47	3.86	6.99	NS
Error experimental	9	11.71	1.30				
Total	15	25.50					
Variación (%)	19.01						

GL = Grados de libertad. SC = Suma de cuadrados. CM = Cuadrados medios. Sig. = Significancia.
AS = Existe diferencias estadísticas al 1 % de probabilidad.
NS = No existen diferencias estadísticas significativas.

Cuadro 39A. Análisis de varianza para el peso de las yemas por cormo.

Fuente de variación	GL	SC	CM	F Calculado	F tabulado (α: 0.05)	F tabulado (α: 0.01)	Sig.
Bloques	3	0.09	0.03	1.64	3.86	6.99	NS
Tratamientos	3	0.02	0.01	0.40	3.86	6.99	NS
Error experimental	9	0.16	0.02				
Total	15	0.27					
Variación (%)	20.87						

GL = Grados de libertad. SC = Suma de cuadrados. CM = Cuadrados medios. Sig. = Significancia.
AS = Existe diferencias estadísticas al 1 % de probabilidad.
NS = No existen diferencias estadísticas significativas.

Cuadro 40A. Análisis de varianza para el peso de una yema.

Fuente de variación	GL	SC	CM	F Calculado	F tabulado (α: 0.05)	F tabulado (α: 0.01)	Sig.
Bloques	3	1536.98	512.33	4.31	3.86	6.99	S
Tratamientos	3	987.08	329.03	2.77	3.86	6.99	S
Error experimental	9	1069.05	118.78				
Total	15	3593.11					
Variación (%)	9.90						

GL = Grados de libertad. SC = Suma de cuadrados. CM = Cuadrados medios. Sig. = Significancia.
AS = Existe diferencias estadísticas al 1 % de probabilidad.
NS = No existen diferencias estadísticas significativas.

Cuadro 41A. Resultados de altura de planta de los tratamientos.

Clave	30 dds (cm)	60 dds (cm)	90 dds (cm)	120 dds (cm)	150 dds (cm)	180 dds (cm)	210 dds (cm)
T_0	37.25	50.46	84.08	120.71	160.83	181.31	218.42
T_1	38.67	53.79	91.23	128.67	172.35	191.58	230.08
T_2	42.08	54.67	91.43	130.13	171.79	192.94	227.60
T_3	39.50	53.63	89.80	126.78	169.71	190.96	221.23

Leyenda:
T_0 = Sin técnica de multiplicación. T_1 = Método de Hamilton.
T_2 = Método de Barker. T_3 = Método de Hamilton modificado: estaca vampiro.

Cuadro 42A. Resultados de diámetro del pseudotallo de los tratamientos.

Clave	30 dds (cm)	60 dds (cm)	90 dds (cm)	120 dds (cm)	150 dds (cm)	180 dds (cm)	210 dds (cm)
T_0	7.76	12.79	21.93	29.88	40.58	44.53	51.18
T_1	8.55	14.25	23.26	32.13	42.94	47.35	53.33
T_2	8.81	14.19	23.09	32.29	43.70	47.97	54.03
T_3	7.56	13.38	22.40	31.51	42.61	47.12	53.33

Leyenda:
T_0 = Sin técnica de multiplicación. T_1 = Método de Hamilton.
T_2 = Método de Barker. T_3 = Método de Hamilton modificado: estaca vampiro.

Cuadro 43A. Resultados promedios de hojas por planta de los tratamientos.

Clave	30 dds (hojas)	60 dds (hojas)	90 dds (hojas)	120 dds (hojas)	150 dds (hojas)	180 dds (hojas)	210 dds (hojas)
T_0	1.29	5.75	12.17	16.79	21.88	24.46	28.50
T_1	1.38	5.79	12.58	17.04	22.04	24.67	28.63
T_2	1.29	5.83	12.71	17.42	22.29	25.13	28.88
T_3	1.13	5.67	12.42	17.04	22.13	24.67	28.50

Leyenda:
T_0 = Sin técnica de multiplicación. T_1 = Método de Hamilton.
T_2 = Método de Barker. T_3 = Método de Hamilton modificado: estaca vampiro.

Cuadro 44A. Resultados de los hijuelos por planta.

Clave	Hijuelos por planta				Promedio
	Bloque I	Bloque II	Bloque III	Bloque VI	
T_0	6.00	5.33	7.17	7.00	6.38
T_1	4.50	6.50	8.00	6.00	6.25
T_2	7.67	8.00	6.17	7.00	7.21
T_3	5.33	6.33	7.17	6.67	6.38

Leyenda:
T_0 = Sin técnica de multiplicación. T_1 = Método de Hamilton.
T_2 = Método de Barker. T_3 = Método de Hamilton modificado: estaca vampiro.

Cuadro 45A. Resultados del peso de los hijuelos por planta.

Clave	Peso de hijuelos por planta (kg)				Promedio
	Bloque I	Bloque II	Bloque III	Bloque VI	
T_0	4.37	3.56	4.02	5.44	4.34
T_1	4.26	6.06	9.42	8.39	7.03
T_2	6.01	8.77	4.13	5.80	6.18
T_3	5.79	9.69	12.56	9.39	9.36

Leyenda:
T_0 = Sin técnica de multiplicación. T_1 = Método de Hamilton.
T_2 = Método de Barker. T_3 = Método de Hamilton modificado: estaca vampiro.

Cuadro 46A. Resultados del peso de un hijuelo.

Clave	Peso de un hijuelo (kg)				Promedio
	Bloque I	Bloque II	Bloque III	Bloque VI	
T_0	0.81	0.61	0.53	0.86	0.70
T_1	0.93	0.93	1.18	1.38	1.10
T_2	0.80	1.18	0.67	0.82	0.87
T_3	1.02	1.56	1.70	1.45	1.43

Leyenda:
T_0 = Sin técnica de multiplicación. T_1 = Método de Hamilton.
T_2 = Método de Barker. T_3 = Método de Hamilton modificado: estaca vampiro.

Cuadro 47A. Resultados de yemas por cormo.

Clave	Yemas por cormo				Promedio
	Bloque I	Bloque II	Bloque III	Bloque VI	
T_0	6.83	6.67	4.67	6.83	6.25
T_1	8.67	5.67	4.00	6.33	6.17
T_2	6.67	3.50	6.33	5.17	5.42
T_3	7.50	6.33	5.50	5.33	6.17

Leyenda:
T_0 = Sin técnica de multiplicación. T_1 = Método de Hamilton.
T_2 = Método de Barker. T_3 = Método de Hamilton modificado: estaca vampiro.

Cuadro 48A. Resultados del peso de las yemas por cormo.

Clave	Peso de las yemas por cormo (g)				Promedio
	Bloque I	Bloque II	Bloque III	Bloque VI	
T_0	677.33	841.00	599.17	588.33	676.46
T_1	873.83	663.50	492.50	675.67	676.38
T_2	722.17	427.83	738.83	581.50	617.58
T_3	763.67	622.67	599.00	387.83	593.29

Leyenda:
T_0 = Sin técnica de multiplicación. T_1 = Método de Hamilton.
T_2 = Método de Barker. T_3 = Método de Hamilton modificado: estaca vampiro.

Cuadro 49A. Resultados del peso de una yema por cormo.

Clave	Peso de una yema (g)				Promedio
	Bloque I	Bloque II	Bloque III	Bloque VI	
T_0	99.40	129.50	129.18	84.94	110.75
T_1	101.93	118.96	120.36	109.51	112.69
T_2	114.16	129.82	115.63	117.77	119.35
T_3	104.18	103.15	109.01	74.40	97.69

Leyenda:
T_0 = Sin técnica de multiplicación. T_1 = Método de Hamilton.
T_2 = Método de Barker. T_3 = Método de Hamilton modificado: estaca vampiro.





Figura 12A. Limpieza del campo experimental de forma manual.





Figura 13A. Alineado del campo experimental utilizando jalones, wincha y nylon.







Figura 14A. Poceado de los hoyos con dimensión de 30x30x30 cm por hoyo, y abonamiento con 200 g de guano de isla por hoyo.



Figura 15A. Obtención de hijuelos de planta madre productivas con la ayuda de una poceadora recta.





Figura 16A. Traslado de los hijuelos al campo experimental.



Figura 17A. Limpieza del cormo con la ayuda de un machete y desinfección de los hijuelos de plátano con el insecticida/nematicida.





Figura 18A. Clasificación y siembra de los hijuelos.





Figura 19A. evaluación de las plantas de la parcela experimental (altura de planta, diámetro del pseudotallo y número de hojas).



Figura 20A. Control de malezas, deshoje y deschipe.



Figura 21A. Fertilización a las plantas de plátano, con 50 g de urea y 25 g de cloruro de potasio, aplicado con tacarpo.







Figura 22A. Primera visita del miembro de jurado Ing. María Pilco Lozano, en el mes de enero.



Figura 23A. Aplicación del método Hamilton.



Figura 24A. Aplicación del método Barker.



Figura 25A. Aplicación del método Hamilton modificado.





Figura 26A. Cosecha de los hijuelos y yemas.





Figura 27A. Peso de los hijuelos y yemas.