



UNIVERSIDAD NACIONAL
“TORIBIO RODRÍGUEZ DE MENDOZA DE AMAZONAS”

FACULTAD DE INGENIERÍA Y CIENCIAS AGRARIAS
ESCUELA PROFESIONAL DE INGENIERÍA AGRÓNOMA

TESIS PARA OBTENER EL TÍTULO PROFESIONAL DE
INGENIERO AGRÓNOMO

“Efecto de Bioestimulantes naturales y sintéticos en la propagación de Bambú (*Guadua angustifolia*) en condiciones de vivero, Bongará – Amazonas, 2018”

Autor: Bach. Wagner Vigo Portocarrero
Asesor: Mg. Lizette Daniana Méndez Fasabi
Co-asesor: MSc. Walter Daniel Sánchez Aguilar

CHACHAPOYAS – PERÚ

2019



**UNIVERSIDAD NACIONAL
“TORIBIO RODRÍGUEZ DE MENDOZA DE AMAZONAS”**

**FACULTAD DE INGENIERÍA Y CIENCIAS AGRARIAS
ESCUELA PROFESIONAL DE INGENIERÍA AGRÓNOMA**

**TESIS PARA OBTENER EL TÍTULO PROFESIONAL DE
INGENIERO AGRÓNOMO**

“Efecto de Bioestimulantes naturales y sintéticos en la propagación de Bambú (*Guadua angustifolia*) en condiciones de vivero, Bongará – Amazonas, 2018”

Autor: Bach. Wagner Vigo Portocarrero
Asesor: Mg. Lizette Daniana Méndez Fasabi
Co-asesor: MSc. Walter Daniel Sánchez Aguilar

Registro:

CHACHAPOYAS – PERÚ

2019

DEDICATORIA

El presente trabajo está dedicado a mis padres Charito Portocarrero Gómez y Segundo Pablo Vigo Alvarado, que a lo largo de estos años de mi vida me han apoyado en mis metas, por ser los padres que siempre estuvieron mostrándome el mejor camino que hoy se concreta a través de este humilde aporte para mi alma máter, la UNTRM.

A mi familia, por ser mi soporte, apoyarme en todo, permitir que estudie la carrera que amo y creer siempre en mí.

Wagner Vigo Portocarrero

AGRADECIMIENTOS

Quiero expresar mi más sincero agradecimiento a Dios por la vida que me dio, haberme dado salud para lograr mis objetivos, además de su infinita bondad y amor.

A la asesora Mg. Lizette Daniana Méndez Fasabi, por todo su apoyo brindado y todo el acompañamiento permanente para la realización de esta tesis, con quien obtuve un apoyo más allá del acompañamiento académico para poder culminar con éxito este proceso tan importante de mi vida profesional.

Al coasesor Mg. Walter Daniel Sánchez Aguilar por su disponibilidad, sus recomendaciones y sus consejos para el desarrollo de la tesis.

A la Facultad de Ingeniería y Ciencias Agrarias, por las enseñanzas impartidas en el camino de mi formación como profesional, y por los aportes dados en las distintas clases que me sirven para desarrollar en las ciencias agrarias.

A la Universidad Nacional Toribio Rodríguez de Mendoza de Amazonas, por brindarme las condiciones idóneas para desempeñarme como estudiante y futuro profesional.

De igual forma a mis familiares y amigos quienes con su aprecio, cariño y apoyo que me brindan en mi formación.

**AUTORIDADES DE LA UNIVERSIDAD NACIONAL TORIBIO
RODRÍGUEZ DE MENDOZA DE AMAZONAS**

Dr. Policarpio Chauca Valqui

Rector

Dr. Miguel Ángel Barrena Gurbillón

Vicerrector Académico

Dra. Flor de Teresa García Huamán

Vicerrectora de Investigación

Mg. Erick Aldo Auquiñivin Silva

Decano de la Facultad de

Ingeniería y Ciencias Agrarias

VISTO BUENO DEL ASESOR DE TESIS

El Docente de la Universidad Nacional Toribio Rodríguez de Mendoza de Amazonas que suscribe, hace constar que ha asesorado la realización de la tesis titulada “**Efecto de Bioestimulantes naturales y sintéticos en la propagación de Bambú (*Guadua angustifolia*) en condiciones de vivero, Bongará – Amazonas, 2018**”; del Bachiller de la Facultad de Ingeniería y Ciencias Agrarias, egresado de la Escuela Profesional de Ingeniería Agrónoma:

✓ **Bach. Wagner Vigo Portocarrero**

El suscrito da el visto bueno al informe de la Tesis mencionada, dándole pase para que sea sometida a la revisión por el Jurado Evaluador, manifestando su voluntad de apoyar al tesista en el levantamiento de observaciones y en el Acto de sustentación de tesis.

Chachapoyas, 15 de marzo de 2019



Mg. Lizette Daniana Méndez Fasabi

Docente Auxiliar a TC

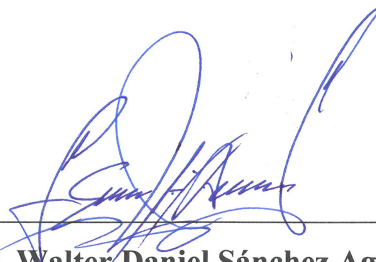
VISTO BUENO DEL COASESOR DE TESIS

El Docente de la Universidad Nacional Toribio Rodríguez de Mendoza de Amazonas que suscribe, hace constar que ha coasesorado la realización de la tesis titulada “**Efecto de Bioestimulantes naturales y sintéticos en la propagación de Bambú (*Guadua angustifolia*) en condiciones de vivero, Bongará – Amazonas, 2018**”; del Bachiller de la Facultad de Ingeniería y Ciencias Agrarias, egresado de la Escuela Profesional de Ingeniería Agrónoma:

✓ **Bach. Wagner Vigo Portocarrero**

El suscrito da el visto bueno al informe de la Tesis mencionada, dándole pase para que sea sometida a la revisión por el Jurado Evaluador, manifestando su voluntad de apoyar al tesista en el levantamiento de observaciones y en el Acto de sustentación de tesis.

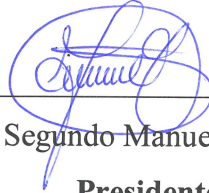
Chachapoyas, 15 de marzo de 2019



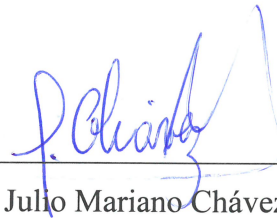
MSc. Walter Daniel Sánchez Aguilar

Docente Auxiliar a TC

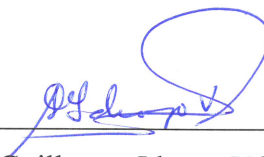
JURADO EVALUADOR



MSc. Segundo Manuel Oliva Cruz
Presidente



MSc. Julio Mariano Chávez Milla
Secretario



Ing. Guillermo Idrogo Vásquez
Vocal

ACTA DE EVALUACIÓN DE SUSTENTACIÓN DE LA TESIS



UNIVERSIDAD NACIONAL
TORIBIO RODRÍGUEZ DE
MENDOZA DE AMAZONAS

Secretaría General
OFICINA DE GRADOS Y TÍTULOS

ANEXO 2-N

ACTA DE EVALUACIÓN DE SUSTENTACIÓN DE LA TESIS

En la ciudad de Chachapoyas, el día 04 de Julio del año 2019, siendo las 04.09 pm horas, el aspirante: Wagner Vigo Portocarrero defiende públicamente la Tesis titulada: Efecto de bioestimulantes naturales y sintéticos en la propagación de clones de Bombu (Guadua angustifolia) en condiciones de vivero, Bongará - Amazonas, 2018. para optar el Título Profesional en Ingeniero Agrónomo otorgado por la Universidad Nacional Toribio Rodríguez de Mendoza de Amazonas, ante el Jurado, constituido por:
Presidente: M.sc. Segundo Manuel Oliva Cruz
Secretario: M.sc. Julia Mariano Chávez Milla
Vocal: Ing. Guillermo Idrogo Vásquez



Procedió el (los) aspirante (s) a hacer la exposición de los antecedentes, contenido de la tesis y conclusiones obtenidas de la misma, haciendo especial mención de sus aportaciones originales. Terminada la defensa de la tesis presentada, los miembros del jurado pasaron a exponer su opinión sobre la misma, formulando cuantas cuestiones u objeciones consideran oportunas, las cuales fueron contestadas por el los aspirante (s).

Tras la intervención de los miembros del jurado y las oportunas contestaciones del aspirante, el Presidente abre un turno de intervenciones para los miembros del jurado presentes en el acto, a fin de que formulen las cuestiones u objeciones que consideren pertinentes.

Seguidamente, a puerta cerrada, el jurado determinará la calificación global concedida a la tesis, en términos de:

Notable o sobresaliente (X) Aprobado () No apto ()

Otorgada la calificación el presidente del Jurado comunica, en sesión pública, la calificación concedida. A continuación se levanta la sesión.

Siendo las horas 5.00 pm del mismo día, el jurado concluye el acto de sustentación del Trabajo de Investigación.

PRESIDENTE

SECRETARIO

VOCAL

OBSERVACIONES: Los miembros del jurado, el teista y los asesores acuerdan omitir la palabra "clones".

DECLARACIÓN JURADA DE NO PLAGIO


Yo, Wagner Vigo Portocarrero identificado con DNI 73375563 estudiante de la Escuela Profesional de Ingeniería Agrónoma de la Facultad de Ingeniería y Ciencias Agrarias de la Universidad Nacional Toribio Rodríguez de Mendoza de Amazonas.

Declaro bajo juramento que:

- I. Soy autor de la tesis titulada: Efecto de Bioestimulantes naturales y sintéticos en la propagación de Bambú (*Guadua angustifolia*) en condiciones de vivero, Bongará – Amazonas, 2018.
La misma que presento para optar: Título Profesional de Ingeniero Agrónomo.
- II. La tesis no ha sido plagiada ni total ni parcialmente, para la cual se han respetado las normas internacionales de citas y referencias para las fuentes consultadas.
- III. La tesis presentada no atenta contra derechos de terceros.
- IV. La tesis no ha sido publicada ni presentada anteriormente para obtener algún grado académico previo o título profesional.
- V. Los datos presentados en los resultados son reales, no han sido falsificados, ni duplicados, ni copiados.

Por lo expuesto, mediante la presente asumo toda responsabilidad que pudiera derivarse por la autoría, originalidad y veracidad del contenido de la tesis, así como por los derechos sobre la obra y/o invención presentada. Asimismo, por la presente me comprometo a asumir además todas las cargas pecuniarias que pudieran derivarse para LA UNTRM en favor de terceros por motivo de acciones, reclamaciones o conflictos derivados del incumplimiento de lo declarado o las que encontraren causa en el contenido de la tesis.

De identificarse fraude, piratería, plagio, falsificación o que el trabajo de investigación haya sido publicado anteriormente; asumo las consecuencias y sanciones civiles y penales que de mi acción se deriven.

 73375563

Chachapoyas, 15 de marzo de 2019

ÍNDICE GENERAL

DEDICATORIA	ii
AGRADECIMIENTOS	iv
AUTORIDADES	v
VISTO BUENO DEL ASESOR DE TESIS	vi
VISTO BUENO DEL COASESOR DE TESIS	vii
JURADO EVALUADOR	viii
ACTA DE EVALUACIÓN DE SUSTENTACIÓN DE LA TESIS	ix
DECLARACIÓN JURADA DE NO PLAGIO	x
ÍNDICE GENERAL	xi
ÍNDICE DE TABLAS	xiii
ÍNDICE DE FIGURAS	xiv
RESUMEN	xv
ABSTRACT	xvi
I. INTRODUCCIÓN	1
II. OBJETIVOS	3
2.1 Objetivo General.....	3
2.2 Objetivos Específicos	3
III. MARCO TEÓRICO	4
3.1 Antecedentes de la investigación	4
3.2 Bases teóricas.....	5
3.3 Términos básicos	10
IV. MATERIAL Y MÉTODOS	15
4.1 Lugar de estudio	15
4.2 Población, muestra y muestreo:	15
4.3 Diseño de la investigación	16
4.4 Variables de estudio.....	19
4.5 Métodos y técnicas	20
4.6 Análisis de datos	24
V. RESULTADOS	25
VI. DISCUSIONES	40
VII. CONCLUSIONES	44
VIII. RECOMENDACIONES	45

IX. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	46
ANEXOS	50

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Diseño del experimento.....	18
Tabla 2. Operacionalización de variables.....	19
Tabla 3. Comparación Múltiple de Tukey del porcentaje de prendimiento a los 30 y 45 días según factor influyente bioestimulante.....	26
Tabla 4. Comparación Múltiple de Tukey del porcentaje de formación de raíz a los 60 y 90 días según factor bioestimulante.....	27
Tabla 5. Comparación Múltiple de Tukey del número de brotes: 30, 60 y 90 dds	30
Tabla 6. Distribución de la emisión de brotes de Bambú.....	31
Tabla 7. Comparación Múltiple de Tukey de la altura de brote: 40, 50 y 60 días	33
Tabla 8. Comparación Múltiple de Tukey de la altura de brote: 40, 50 y 60 días	34
Tabla 9. Comparación Múltiple de Tukey de la altura de brote según dosis de bioestimulante	35
Tabla 10. Comparación Múltiple de Tukey del diámetro de entrenudo: 40, 50 y 60 dds ...	37
Tabla 11. Comparación Múltiple de Tukey del diámetro de entrenudo según bioestimulante	38
Tabla 12. Comparación Múltiple de Tukey del diámetro de entrenudo según dosis	38
Tabla 13. Comparación Múltiple de Tukey del diámetro de entrenudo según diámetro	38
Tabla 14. ANOVA del porcentaje de prendimiento, según fuentes de variación	39

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Exportaciones e importaciones mundiales (2004-2013).....	6
Figura 2. Rebrote y caimán.....	9
Figura 3. Bambúes.....	10
Figura 4. Estructura aérea del bambú, plantación en el distrito de Valera.....	11
Figura 5. Selección de “rebrotos”.....	13
Figura 6. Siembra de rebrotos de Bambú en viveros.....	14
Figura 7. Ubicación geográfica del proyecto de investigación.....	15
Figura 8. Porcentaje de prendimiento a los 45 dds según tratamientos.....	25
Figura 9. Porcentaje de prendimiento a los 45 dds según bioestimulantes.....	26
Figura 10. Porcentaje de formación de raíz a los 90 dds según tratamientos.....	27
Figura 11. Porcentaje de formación de raíz a los 60 y 90 dds según diámetro.....	28
Figura 12. Número de brotes a los 90 dds según los tratamientos.....	29
Figura 13. Número de brotes a los 30, 60 y 90 dds de <i>Guadua angustifolia</i> según bioestimulante.....	29
Figura 15. Altura de brote a los 60 dds según tratamientos.....	32
Figura 16. Altura de brote a los 40, 50 y 60 dds según bioestimulante.....	34
Figura 17. Altura de brote a los 40, 50 y 60 días en función del bioestimulante y la dosis.....	35
Figura 18. Diámetro de entrenudo a los 60 dds según tratamientos.....	36

RESUMEN

La *Guadua angustifolia* posee un gran valor ecológico, y capacidad de retener el suelo reduciendo la erosión, y utilidad en la recuperación de áreas degradadas. En el presente trabajo se evaluó el efecto de bioestimulantes en la propagación de Bambú en la región Amazonas, específicamente en la provincia de Bongará, para ello se utilizó un DBCA, con arreglo factorial (3Ax3Bx2C) con 18 tratamientos y tres repeticiones conformados por cuatro unidades de observación (rebrotos). Se obtuvo que el diámetro adecuado para la generación de brotes es de $\geq 6.1 \leq 8.5$ mm; asimismo en base a este diámetro para los rebrotos y utilizando promalina, se logró un mayor porcentaje de formación de raíz a los 60 y 90 días evaluados. En cuanto al porcentaje de prendimiento, el bioestimulante que mayor efecto tuvo fue la promalina, asimismo es necesario tener en cuenta que las plantas reciban luz solar permanente, además de un riego continuo sin saturar la capacidad de campo y evitar la presencia de chupadera fungosa en los brotes emergentes, esto con la finalidad de crear un ambiente adecuado.

Palabras claves: Bambú, bioestimulantes, rebrotos, propagación.

ABSTRACT

The *G. angustifolia* has a great ecological value, and capacity to retain soil reducing erosion, and utility in the recovery of degraded areas. In the present work, the effect of biostimulants in the propagation of Bamboo in the Amazon region, specifically in the province of Bongará was evaluated, for this; a DBCA was used, with a factorial arrangement (3Ax3Bx2C) with 18 treatments and three repetitions formed by four observation units (chusquines). It was obtained that the adequate diameter for the generation of shoots is $\geq 6.1 \leq 8.5$ mm; Also based on this diameter for chusquines and using promalina, a higher percentage of root formation is achieved at 60 and 90 days evaluated. Regarding the capture, the biostimulant that had the greatest effect was the promalina, it is also necessary to take into account that the plants receive permanent sunlight, in addition to a continuous irrigation without saturating the field capacity and avoiding the presence of fungus lizard in emerging buds, this in order to create an adequate environment.

Keywords: Bamboo, biostimulants, new shoots, propagation.

I. INTRODUCCIÓN

El bambú tiene su potencialidad en su alta tasa de crecimiento; debido a que es capaz de producir grandes volúmenes de biomasa hasta dos veces más que árboles de rápido crecimiento, y en la mitad del tiempo. El bambú ha sido ampliamente descrito, ante todo, desde el punto de vista biológico, taxonómico y de usos domésticos, como producto forestal no maderable y agroforestal. Es considerado un recurso amigable con el ambiente, ya que contribuye a la disminución de la presión sobre los bosques debido a que es un sustituto directo de muchos productos de madera (Deras, 2003). Frente a este contexto, el Centro de Investigación sobre la Desertificación de la Universidad de Sassari (NRD UNISS) y la Fundación AVSI, con el financiamiento del Fondo Ítalo Peruano (FIP), han implementado el Proyecto “Instalación sostenible del bambú en el Alto y Bajo Imaza (río Utcubamba), provincia Bongará, región Amazonas”, con el fin de contribuir en la recuperación de zonas degradadas y favorecer el desarrollo de una adecuada actividad agrícola o de protección y enriquecimiento forestal a través del bambú.

La reproducción sexual de la guadua, si bien garantiza el mantenimiento de su diversidad genética, presenta grandes dificultades, debido a que la especie florece anualmente después de un período seco, y la obtención de la semilla es difícil, ya que alto porcentaje de las flores son parasitados durante estados inmaduros, dificultando conservar las semillas a largo plazo. Y aunque los porcentajes de germinación de las semillas son altos (95-100 %), es muy difícil la obtención de suficiente cantidad de forma regular (Marulanda y Gutiérrez, 2017). Sin embargo existen ocasiones en que la propagación por semillas se hace difícil en determinadas especies vegetales. Cuando esta limitación se presenta en la propagación de especies valiosas como es el caso de *Guadua angustifolia*, surge, como una importante solución, la propagación vegetativa. La propagación vegetativa o asexual comprende la reproducción a partir de partes vegetativas de las plantas (esquejes, tallos, rizomas o caimanes, rebrotes), y es posible ya que los órganos vegetativos tienen la capacidad de reproducirse.

La región Amazonas es una zona con gran potencial natural y de biodiversidad; sin embargo, es la segunda región más deforestada en el Perú. Sólo en el año 2015 la pérdida de bosques superó las 6,900 hectáreas, de las cuales el 68 % se concentraron en áreas menores a 1 hectárea (Fundación AVSI y NRD UNISS, 2017). Es decir, un proceso de deforestación

desarrollado principalmente por pequeños productores, en el ejercicio de una inadecuada actividad agropecuaria.

Si bien es cierto el método de propagación asexual utilizando rebrotes es el más adecuado y con buenos resultados en comparación con los otros métodos, aun no siendo los óptimos; pese a ello este método en la región Amazonas ha sido devaluado o despreciado debido a intervenciones irregulares, generando desconfianza por parte de los productores que ya no creen en su eficacia.

Pues es ahí a donde apunta la investigación, utilizando éste método más la aplicación de reguladores de crecimiento (citoquininas y giberelinas) naturales y sintéticos, propagar nuevos clones de *G. angustifolia*; logrando así, desarrollar y fortalecer las capacidades de producción del bambú, que permita no sólo hacer frente a la problemática de la deforestación sino también contribuir a la mejora y desarrollo productivo, social, ambiental y económico de las familias de los productores.

II. OBJETIVOS

2.1 Objetivo General

Evaluar el efecto de los Bioestimulantes naturales y sintéticos en la propagación de Bambú (*Guadua angustifolia*) en la provincia de Bongará, región Amazonas.

2.2 Objetivos Específicos

- Identificar el mejor bioestimulante en Bambú, en base al mayor efecto propagador.
- Determinar la dosis de bioestimulantes naturales y sintéticos en el brotamiento de rebrotes con diferentes diámetros de Bambú.
- Establecer el diámetro óptimo para generar mayor número de brotes e incremento de bambú.
- Analizar la interacción de los mejores resultados del diámetro de rebrote, bioestimulante y dosis que permitan el incremento de material vegetativo a propagar.

III. MARCO TEÓRICO

3.1 Antecedentes de la investigación

Deras (2003); Ortíz (2017); y Panizzo *et al.* (2017), con respecto a la *G. angustifolia* mencionan que esta especie es la más importante en su género debido a que es un producto forestal no maderable, por su valor de uso y/o comercial. Asimismo mencionan que es un recurso natural sostenible con una alta tasa de crecimiento (11 a 21 cm por día).

Márquez y Marín (2011); y Marulanda y Gutiérrez (2017), mencionan que la *G. angustifolia* posee un gran valor ecológico por su participación en el reciclaje de nutrientes, capacidad de retener el suelo reduciendo la erosión, utilidad en la recuperación de áreas degradadas y como proveedores de nichos que permiten refugio. Asimismo coinciden en que se hace importante establecer métodos de multiplicación vegetativa que garanticen la obtención de grandes cantidades de material con características idóneas, para el establecimiento de plantaciones, de esto ellos concluyen que al utilizar la propagación por el método de plántulas y/o rebotes, tienen mayor brotamiento y que es necesario estudiar el sustrato, debido a que este interactúa junto al método utilizado.

Lárraga-Sánchez *et al.* (2011); indican que la obtención de plantas de calidad para la producción a escala comercial de bambú es un factor importante, debido a que los métodos convencionales de propagación han sido poco estudiados y su propagación no ha sido desarrollada en su totalidad. Asimismo mencionan que el método de propagación por rebotes resulta ser más efectivo en comparación con la de vareta y el segmento nodal para producción de plántulas de bambú; y establece que este método aplicado en la *G. angustifolia* presenta excelentes resultados en la producción de nuevos brotes, número de hojas y longitud de raíces.

Gallardo *et al.* (2008); mencionan que debido a la importancia que ha cobrado esta especie, lo limitado de este material vegetal y la difícil propagación con métodos *in vitro*; se han desarrollado estrategias para incrementar nuevos brotes en condiciones de vivero a partir de estacas obtenidas de plantas adultas y tallos de rebotes en crecimiento.

Asimismo a través de las estacas establecen que esta especie presenta un incremento en el desarrollo foliar y en el crecimiento de brotes. Por último, lograron obtener un mayor porcentaje de prendimiento de las ramas de *G. angustifolia* al emplear estacas con diámetro mayor a 1 cm, naturalmente debido a que presenta un mayor contenido de sustancias de reserva en ellas.

Cotrina (2017); observó tanto en rebrotes como en ramas laterales la mayor altura de brote, la obtuvo con el mayor diámetro de evaluación en condiciones de vivero. Igualmente en la aplicación del enraizador Root-Hoor tanto para rebrotes como para ramas laterales, se obtuvieron mejores resultados usando diámetros ≥ 0.51 y ≤ 1 cm, 74.07 % y 81.48 % de prendimiento para los viveros en los distritos de Valera y Suyubamba respectivamente.

Botero (2018); y Cotrina (2017) indican que a través del método de propagación por rebrotes con diámetros mayores a 0.5 cm, presentan mayor reserva de nutrientes; también mencionan que por este medio la *G. angustifolia* presenta grandes ventajas frente a los otros métodos por la facilidad de aplicación por parte del agricultor, y a su vez por la posibilidad de masificarse para producción a gran escala.

En condiciones vivero, Sánchez (2017) obtuvo que se da un bajo porcentaje en la supervivencia en esta fase para la *G. angustifolia*, esto se puede deber a que en la propagación de algunas plantas tropicales no mejoradas genéticamente y de plantaciones espontáneas como la guadua, se pudo haber utilizado material de diferente origen y procedencia, lo cual no garantiza el establecimiento de plantaciones uniformes con las características deseadas (Marulanda y Gutiérrez, 2017).

3.2 Bases teóricas

a. Producción de Bambú

Figuroa y Sardiña (2009); y Ortíz (2017); indican que esta especie en un inicio se consideró que era una especie primitiva de hierba, pero estudios respecto a su ADN han demostrado que es una de las especies de hierba más evolucionadas. Asimismo se reconoce la existencia de 1.200 tipos de bambúes que ofrecen una amplia variedad de tonos, que desde el verde hasta el dorado, el borgoña, azul e incluso negro. Ciertos

tipos de bambúes pueden crecer hasta 30,5 cm por día y llegar a medir cuatro metros de altura.

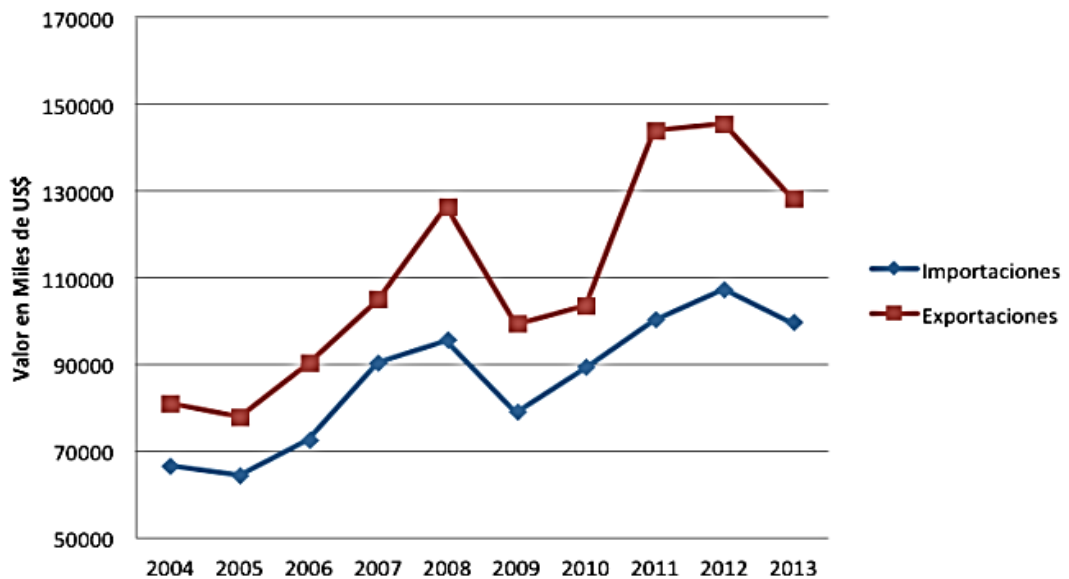


Figura 1. Exportaciones e importaciones mundiales (2004-2013)

Fuente: Añazco y Rojas (2015).

En la Fig. 1 es necesario resaltar que las importaciones mundiales están compuestas en su gran mayoría por productos de distintos grados de transformación del bambú. En este tramo de tiempo se observa un crecimiento en el valor de las importaciones y exportaciones a nivel mundial en relación al valor. Las exportaciones mundiales de bambú están dominadas por el continente asiático.

Los bambúes en Perú son abundantes y diversos, con un gran potencial de desarrollo, asimismo se destaca algunos esfuerzos por parte del gobierno para incorporar este forestal en la economía de algunas regiones, especialmente en la Amazonía, pero generalmente en base a una sola especie: *Guadua angustifolia*. Es por ello que existe una necesidad de enfatizar en la investigación de las otras especies existentes (Ortíz, 2017).

Añazco y Rojas (2015); indican que en Perú se encuentran identificados 9 géneros con más de 40 especies nativas además de un gran número de especies introducidas y señala que existen aproximadamente entre 50 a 56 especies de bambú.

b. Métodos de reproducción y propagación del Bambú (*G. angustifolia*)

Los métodos de propagación o reproducción de los bambúes pueden ser sexuales o asexuales, mediante el uso de semillas, vástagos, siembra de rizomas, en algunos casos por acodos y masivamente por corte de secciones de tallos. Cuando se planta con un criterio comercial o de protección se busca un rápido crecimiento, el cual solo es posible en forma vegetativa. Una planta originada de estacas a los dos o tres años ya tiene su altura total, en tanto que una planta de semillas puede requerir de 4 hasta 8 años para lograr su mayor altura (Mercedes, 2006).

Según el Ministerio de Agricultura del Perú (2018), definen a las dos formas de reproducción de la siguiente manera:

- Reproducción sexual: Por semilla botánica, las plantas de bambú producen frutos similares a los del arroz, que pudieran ser utilizados como semillas para su propagación. Sin embargo, la formación de semillas en *G. angustifolia* es escasa e irregular, por lo tanto este no es un método regularmente utilizado.
- Propagación asexual: El bambú, al igual que otras especies vegetales, puede ser propagado a partir de diversas partes de la planta. Los más utilizados son secciones de tallos, rizomas, riendas laterales, esquejes de tallos tiernos y multiplicación de plántulas o rebrotes (denominadas erróneamente “chusquines”). También es posible la propagación asexual in vitro, por cultivo de tejidos en condiciones de laboratorio.

c. Formas de propagación vegetativa

Arancibia (2017); y Noboa (2014), hacen referencia a la propagación vegetativa como una forma de reproducir uniforme y masivamente genotipos selectos, asimismo permite multiplicar rápidamente genotipos de interés, y poder evaluar la interacción de genotipos con el ambiente a través de pruebas clonales, y también se acelera la madurez de las plantas, al ahorrarse el periodo de crecimiento juvenil. En esta forma de reproducción se emplean por lo general las partes de la planta que contengan yemas o tejidos meristemáticos, los cuales en contacto con el suelo, generan una nueva planta.

A continuación se describe los principales métodos de propagación vegetativa, según Arancibia (2017):

- Rizoma: Consiste en extraer los rizomas de la periferia de la mata y sembrarlos en sitios preestablecidos. No es un método recomendable para la conservación de la especie y, además, presenta la desventaja de que la extracción del rizoma requiere mucho tiempo (Castaño y Moreno, 2004, citado en Arancibia, 2017).
- Rizoma con segmento de tallo: Consideran a éste como el mejor método de propagación, sin embargo no se recomienda en muchos países asiáticos para plantaciones a gran escala por lo pesado y difícil del transporte. La actividad de brotes se da generalmente después del año de sembrado. Es preferido para ciertas especies como: *Dendrocalamus strictus* y *Bambusa tuldoides*. Sin embargo parece que en otras especies como la *Bambusa textiles*, estos propágulos no dan resultado. Si los rizomas se toman de plantas jóvenes, saludables y se siembran simultáneamente con la iniciación de las lluvias, puede esperarse éxito, pero si los rizomas son tomados de viejas plantas y sembrados antes de las lluvias resultará un completo fracaso (Arancibia, 2017).
- Segmentos de tallo: Consiste en cortar partes del tallo aproximadamente de un metro de longitud, de tres a cuatro años de edad y que posean dos o más nudos con yemas o ramas, las cuales se cortan a 30 cm de longitud; al plantarlos se debe tapar por lo menos un nudo, éste método requiere gran cantidad de material y por lo mismo, no permite la propagación masiva (Sánchez, 2017).
- Segmentos de ramas: Este método es útil y fácilmente manejable. En Asia este método es ideal para establecer plantaciones a gran escala. Comúnmente se aplica en la siembra de *Dendrocalamus asper*, especie que se caracteriza por sus raíces aéreas en la base de las ramas laterales. La eficiencia del enraizamiento varía en cada especie y depende del tamaño del culmo y del grosor de la pared (Sánchez, 2017).
- Rebrotos: El método de propagación por rebrotos es bastante utilizado con la especie *G. angustifolia*. El rebrote brota del rizoma también llamado "caimán" por su aspecto y está compuesto por tallo, hojas, ramas y raíz. Cada uno de estos retoños puede producir entre siete y diez nuevas plantas en cuatro meses. Este método de propagación es el más recomendable, pues presenta la ventaja de que las plántulas obtenidas tienen un alto índice de supervivencia y desarrollo (80 %

de prendimiento); la recolección del material se hace con facilidad (Arancibia, 2017).

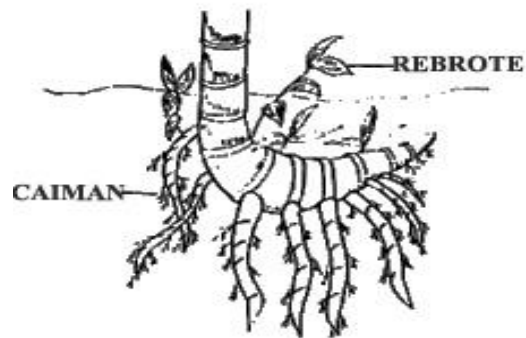


Figura 2. Rebrote y caimán

Fuente: Mercedes (2006).

d. Efecto de Bioestimulantes en plantas: Se entenderá según Du Jardín (2015) que bioestimulantes son sustancias que promueven el crecimiento de las plantas sin ser nutrientes, mejoradores del suelo o pesticidas.

En esa misma línea Botero (2018), indica que estos Bioestimulantes tiene los siguientes efectos sobre las plantas:

- Los bioestimulantes vegetales ayudan a combatir los efectos del estrés ambiental.
- Los bioestimulantes vegetales promueven una mejor germinación y desarrollo de raíces, lo cual aumenta el vigor y la resistencia al estrés.
- Los bioestimulantes vegetales aumentan el llenado y la calidad del grano.
- Los bioestimulantes vegetales promueven el crecimiento de las plantas.

A nivel del sistema radical su acción está relacionada con la absorción y transporte de agua y nutrientes, mejorar el soporte de la planta, optimizar la síntesis de hormonas que regulan la división y diferenciación celular con mecanismos diferentes a los utilizados por los fertilizantes u otros productos nutricionales, que en la mayoría de los casos actúan sobre el vigor de la planta y no sobre la protección contra plagas y enfermedades (González *et al.*, 2017).

3.3 Términos básicos

a. Bambú (*G. angustifolia*)

Londoño *et al.* (2002), mencionan que los bambúes se diferencian de las otras gramíneas por las características de sus hojas que son mesófilas no irradiada con fusoides y células del brazo; paquetes vasculares por lo general encontrado en grupos de más de uno, y sobre el nervio medio; y las células de sílice están orientadas verticalmente. Los bambúes son plantas leñosas, perennes, macollantes o monopódicas, con rizomas bien desarrollados, que poseen cañas duras generalmente huecas, crecen naturalmente en climas tropicales y templados, con excepción de Europa y Asia Occidental (Mercedes, 2006).



Figura 3. Bambúes

Fuente: Ministerio de Agricultura del Perú (2008).

La especie *Guadua angustifolia* Kunth conocida comúnmente como guadua, es el bambú tropical económicamente más importante. Esta especie se extiende en América del Sur hacia el norte, hasta los Andes venezolanos y hacia el sur hasta la frontera entre Ecuador y Perú. Puede alcanzar hasta 30 m de altura y 15-20 cm de diámetro. Su crecimiento óptimo se estima en altitudes entre 0-1.800 m, temperatura

entre 17-24 °C y precipitaciones anuales entre 2.000-4.000 mm (Marulanda & Gutiérrez, 2017).

Taxonomía de la *Guadua angustifolia* Kunth según Araujo (2015):

Reino : Vegetal
División : Spermatophyta
Subdivisión : Angiospermae
Clase : Monocotyledoneae
Orden : Poales
Familia : POACEAE
Género : Guadua
Especie : Angustifolia
Nombre científico : *Guadua angustifolia*



Figura 4. Estructura aérea del bambú, plantación en el distrito de Valera

Fuente: Fundación AVSI y NRD UNISS (2017).

Según Noboa (2014), las características morfológicas que presenta esta especie son:

- El rizoma, es un eje segmentado y subterráneo, que constituye la estructura de soporte de la planta y es responsable de la absorción de nutrientes. Consta de dos partes el cuello y el rizoma en sí, el cuello es la parte superior del rizoma y carece de yemas. El rizoma en si se caracteriza por presentar yemas y raíces adventicias.
- El culmo constituye el eje aéreo segmentado que emerge del rizoma, es leñoso y recto, y ligeramente arqueado en la punta. Se distinguen en el nudo, entrenudo, anillo nodal, y yemas nodales.
- Las ramas se originan de las yemas nodales del culmo y de acuerdo a la posición, se clasifican en: basales y apicales. Las ramas basales, son espinas puntiagudas y duras. Las ramas apicales, son delgadas y largas, y constan de una rama dominante y de una a tres ramas secundarias más delgadas.

Sinónimos botánicos: *Arundarbor guadua* (Bonpl.) Kuntze; *Bambusa aculeata* (Rupr. ex E. Fourn.) Hitchc; *Bambusa guadua* Bonpl; *Bambusa guadua* subsp. *Guadua*; *Guadua aculeata* Rupr. Ex E. Fourn; *Guadua aculeata* var. *Liebmanniana* E.G. Camus; *Guadua angustifolia* var. *Bicolor* Londoño; *Guadua inermis* Rupr. Ex E. Fourn; *Guadua intermedia* Rupr. Ex E. Fourn; y *Nastus guadua* (Bonpl.) Spreng. Nombre común: Guayaquil, Bambú (Ortíz, 2017).

- b. Propagación vegetativa:** Ciertas partes vivas de la planta en determinadas condiciones, son capaces de formar nuevos individuos con las mismas características de la planta madre, desarrollándose por sí solos y generando una nueva vida, se dice que la planta se multiplica cuando sin conexión de la célula sexual ni formación de una nueva semilla, es posible que ciertas partes de la planta sigan viviendo con el manejo adecuado (Sánchez, 2017).

Entonces entenderemos que la propagación vegetativa, es entendida como la multiplicación de una planta a partir de una célula, un tejido u órgano (raíces tallos, ramas, hojas), está basada en la capacidad de regeneración de las plantas a partir de células somáticas y en consecuencia reproducen toda la composición genética de la planta progenitora (Arancibia, 2017).

- c. **Bioestimulante:** Un bioestimulante es cualquier sustancia o microorganismo que, al aplicarse a las plantas, es capaz de mejorar la eficacia de éstas en la absorción y asimilación de nutrientes, tolerancia a estrés biótico o abiótico o mejorar alguna de sus características agronómicas, independientemente del contenido en nutrientes de la sustancia (García-Seco, 2017).
- d. **Rebrote:** Tallo nuevo que brota de un árbol o de una planta.



Figura 5. Selección de “rebrotos”

Fuente: Botero (2018).

- e. **Promalina:** Es un regulador de crecimiento que estimula la división celular, promueve el inicio del botoneo, el desarrollo y el crecimiento radicular, mejorando la calidad de la producción e incrementando las cosechas (Ancco, 2013).
- f. **Citoquininas o citocininas:** Las citoquininas contribuyen a la división celular, formación de órganos, alargamiento celular, retraso en la degradación de la clorofila, desarrollo de cloroplastos, retraso de la senescencia y translocación de nutrimentos (Saborío, 2002).
- g. **Giberelinas:** Las giberelinas tienen actividad en los procesos de crecimiento del tallo, en la floración, en la germinación, la dormancia, la senescencia, crecimiento de

los frutos y la partenocarpia. Son sintetizadas en semillas en desarrollo y en brotes en activo crecimiento. Existe una interacción directa entre las citoquininas y las giberelinas, ambos comparten la isopentenilpirofosfato como intermediario en su biosíntesis (Saborío, 2002).

- h. Agua de coco:** León (2017) indica referente a este producto, que el agua de coco es utilizada dentro de la industria agrícola con fines limpiadores de follaje o en mezcla con otros productos para elaboración de jabones agrícolas. Asimismo menciona que el agua de coco es rica en hormonas capaces de estimular el crecimiento vegetal, además de diversos compuestos activos como el nitrógeno y fósforo que funcionan como factores de transcripción ya que estimulan el desarrollo de la planta en sus estadios iniciales y la producción de diversas hormonas.
- i. Invernadero:** Área de un vivero que consiste de un espacio cerrado cubierto por plástico. Diseñado con la finalidad de incrementar la temperatura y humedad interna para favorecer el desarrollo de los plantones (Fundación AVSI y NRD UNISS, 2017).



Figura 6. Siembra de rebrotes de Bambú en viveros

Fuente: Cotrina (2017).

- j. Desahijado:** Ralea las plantas con el objeto que desarrollen mejor las más fuertes; con este fin se entresaca las más débiles.

IV. MATERIAL Y MÉTODOS

4.1 Lugar de estudio

La presente investigación se realizó en las instalaciones del vivero del proyecto Instalación Sostenible del Bambú en el Alto y Bajo Imaza (Río Utcubamba), Provincia de Bongará, Región Amazonas; financiado por el Fondo Ítalo Peruano (FIP) e implementado por la Universidad de Sassari – Centro de Investigación sobre la Desertificación (UNISS NRD) y Fundación AVSI. Ubicado en el distrito de Churuja, a una altitud de 1485 msnm., entre las coordenadas geográficas (173155.69 m E y 9334693.40 m S).

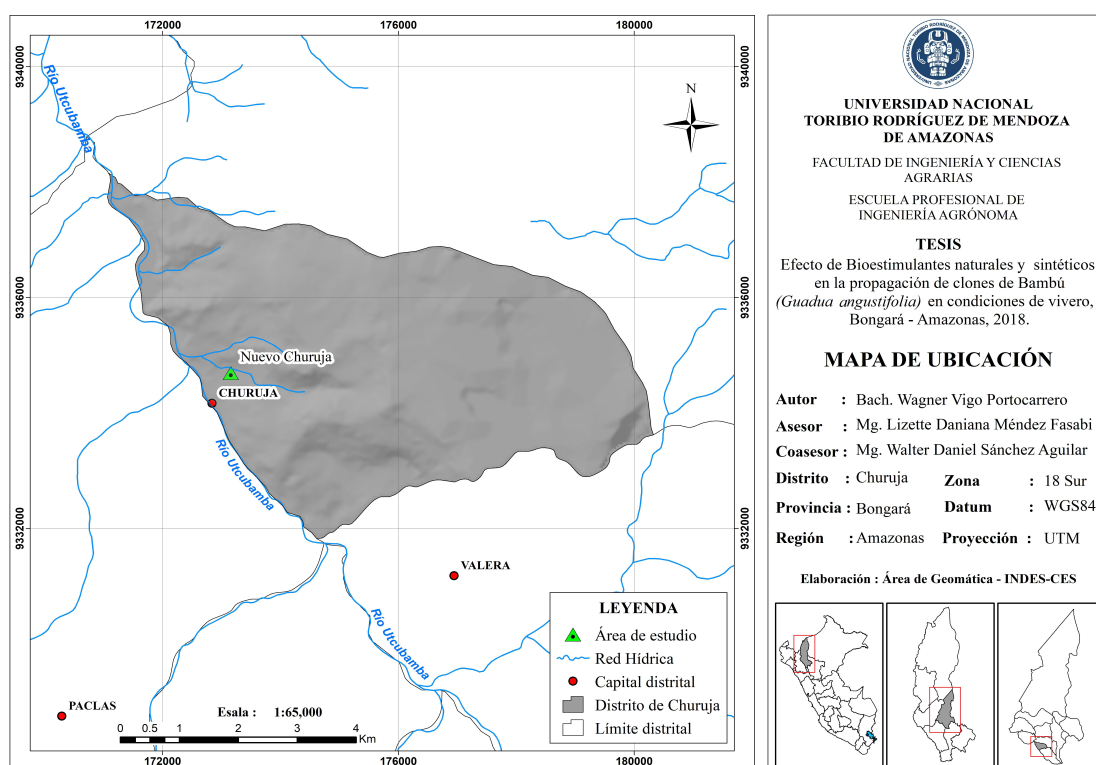


Figura 7. Ubicación geográfica del proyecto de investigación

4.2 Población, muestra y muestreo:

Para determinar la población, se tomó como referencia una plantación en campo definitivo en base a una hectárea, más la densidad de siembra (5 m x 5 m); obteniendo un total de 400 plantas que se siembra por hectárea.

Población: 400 plantas/Ha.

Para estimar el tamaño de la muestra se utilizó la siguiente fórmula (Aguilar-Barojas, 2005):

$$n = \frac{Z^2 \times P \times q}{e^2} \quad n = \frac{N \times Z^2 \times P \times q}{e^2 \times (N-1) + Z^2 \times P \times q}$$
$$n = \frac{400 \times 1.96^2 \times 0.5 \times 0.5}{0.05^2 \times (400-1) + 1.96^2 \times 0.5 \times 0.5} \quad n = 196$$

Donde:

Z: 1.96 e: 5 % P: 0.5 q: 0.5 N: 400

Muestra experimental: 216 rebrotes

Tratamientos: 18 con tres repeticiones

4.3 Diseño de la investigación

Diseño experimental en Bloques Completamente al Azar (DBCA), con arreglo factorial (3Ax3Bx2C). Con 18 tratamientos y tres repeticiones conformadas por cuatro unidades de observación (rebrotes), en cada unidad experimental.

Se consideró tres factores para la siguiente investigación, los cuales fueron:

Factor A:	Factor B: Dosis	Factor C: Diámetro
Bioestimulante	B1= 2 ml/L	C1 = $\geq 3.5 \leq 6$ mm
A1= Agua de coco	B2 = 5 ml/L	C2 = $\geq 6.1 \leq 8.5$ mm
A2 = Citoquinina 1.8 % + Ácido giberélico 1.8 %	B3 = 8 ml/L	
A3= Ácido giberélico 4 % + Citoquinina 0.01 %		

Los tratamientos fueron los siguientes:

Tabla 1. Diseño del experimento

Factores			Tratamientos de estudio
Bioestimulantes (A)	Dosis (B)	Diámetro de rebrote (C)	A x B x C
A1= Agua de coco	B1= 2 ml/L	C1= $\geq 3.5 \leq 6$ mm	A1B1C1
A2= Citoquinina 1.8%+ Ácido giberélico 1.8%	B2= 5 ml/L	C2= $\geq 6.1 \leq 8.5$ mm	A1B1C2
A3= Ácido giberélico 4% + citoquinina 0.01%	B3= 8 ml/L		A1B2C1
			A1B2C2
			A1B3C1
			A1B3C2
			A2B1C1
			A2B1C2
			A2B2C1
			A2B2C2
			A2B3C1
			A2B3C2
			A3B1C1
			A3B1C2
			A3B2C1
			A3B2C2
			A3B3C1
			A3B3C2
Total: 3	3	2	18

A1: Agua de coco

A2: Promalina (Ácido giberélico 1.8 % + Citoquinina 1.8 %)

A3: Giber plus (Ácido giberélico 4 %) + Cytex (Citoquinina 0.01 %)

4.4 Variables de estudio

Tabla 2. Operacionalización de variables

Variable independiente	Descripción Conceptual	Dimensiones	Indicadores
Nivel de dosis de bioestimulante	Mejora el vigor, el rendimiento y calidad de la cosecha.	Cantidad de solución	cc
Diámetro de rebrotes	Grosor del tallo del rebrote.	Espesor de tallo del rebrote	mm
Variable dependiente	Descripción Conceptual	Dimensiones	Indicadores
Porcentaje de prendimiento de rebrotes	Número de plantas brotadas en función a una población total.	Número de rebrotes emergidos	Unidades
Número de brotes	Nuevos brotes generados partir de los rebrotes.	Viabilidad de rebrotes	Unidades
% de formación de raíz de brotes	Proporción radicular que alcanza durante su desarrollo.	Viabilidad de brotes	Número de días transcurridos
Días a la emisión de brotes	Tiempo transcurrido para la emisión de los nuevos brotes.	Comportamiento de la variedad	Número de días transcurridos
Altura de brotes	Dimensión desde la base superficial en contacto con el sustrato hasta la parte distal de la hoja bandera del nuevo brote.	Longitud del tallo	Número de días transcurridos
Diámetro de entrenudo	Parte del tallo del nuevo brote comprendida entre dos nudos.	Espesor del tallo del nuevo brote.	Número de días transcurridos

Porcentaje de prendimiento de los nuevos brotes	Número de plantas brotadas en función a una población total.	Número de rebrotos adaptados	Número de días transcurridos
---	--	---------------------------------	------------------------------------

4.5 Métodos y técnicas

Para la instalación de la investigación se utilizaron rebrotos de bambú como material vegetativo para la propagación, generados por los rizomas en manchas que han sido sobre aprovechadas; como un mecanismo de defensa de la planta al no tener follaje, generalmente de plantaciones de bambú mayores a tres años como plantación definitiva, seleccionados de guaduales sanos, vigorosos y de buenas características físicas del distrito de Churuja en la provincia de Bongará. Asimismo se dosificaron tres reguladores de crecimiento en tres dosis compuestos por Citoquininas y Giberelinas:

- Agua de coco
- Promalina (ver anexo A).
- Giber plus + Cytex (ver anexos B y C).

El ensayo tuvo una duración de 6 meses, la *Guadua angustifolia* fue instalada el 19 de abril de 2018 y la evaluación final del ensayo fue realizada el día 20 de octubre de 2018.

Instalación del ambiente para la propagación

Se construyó un propagador de 10 m de largo x 1.62 m de ancho y 1.70 m de alto con fierro corrugado doblados en forma de túnel, alambre sujetas por madera aserrada y cubierto herméticamente con plástico para invernadero transparente de calibre 10, para conseguir un microclima distinto al exterior, regular humedad y temperatura lo cual promueve el crecimiento de brotes, luego fue cubierto con malla Raschel 50 % para generar sombra.

Acopio y desinfección de sustrato

Los agregados se obtuvieron de la misma zona y se trasladaron al vivero para mezclar en una proporción de 1:3:2 (Ar: Mo: TA), en seguida se desinfectó con un fungicida RIZOLEX® 75 WP, empleando un volumen entre 4-5 litros por cada metro cuadrado de suelo aplicado en forma de drench, el cual se dejó reposar por 5 días cubierto con plástico para una desinfección más eficiente.

Obtención del materia vegetativo a propagar (Rebrotos)

Recolección: La extracción de los rebrotos se realizó de guaduales mayores de tres años, de la especie en mención; ubicada en el mismo distrito. Para seleccionar el material vegetativo a propagar se tuvo presente las características de vigorosidad, sanidad y diámetro requeridos por la investigación para que estos sean obtenidos. Se separó del rizoma con palines y machetes cuidando que al extraerlos salgan con la mayor cantidad de raíces y raicillas, luego se trasladó en baldes con sustrato humedecido para evitar pérdida de savia. Este material es el que se empleó para iniciar el proceso de multiplicación.

Separación de rebrotos según el tamaño de diámetro: Se escogió de todo el grupo recolectado, los rebrotos con diámetros diferentes según los rangos establecidos en la investigación con ayuda de un calibrador de vernier digital.

Preparación de la solución: En recipientes de plástico con capacidad aproximadamente de 2 litros, se adicionó 1 L de agua pura por cada recipiente, seguidamente se colocaron 2, 5 y 8 ml de Agua de coco, Promalina, Giber plus + Cytex, respectivamente.

Técnica de remojo en solución: Acción donde se sumergió la raíz del material vegetativo a propagar en la solución (según tratamientos), por un tiempo de 10 minutos.

Siembra: En el sexto día después de la desinfección se realizó el llenado del sustrato hasta la mitad de las bolsas plásticas de vivero de 7 por 10 pulgadas, con el siguiente sustrato: arena fina, turba, tierra agrícola en una proporción 1:3:2. Luego, se introdujo

el rebrote cuidando de no enroscar las raíces y se completó el llenado con el sustrato, para asegurar que la raíz no se enrede en la tierra se jaló ligeramente el rebrote hacia arriba.

Enfilado: Proceso en el cual se ubicó los rebrotes sembrados en las bolsas tal cual la disposición del diseño y sorteo al azar para su ubicación en el invernadero, según tratamientos.

Riego: El suministro del recurso hídrico se realizó manualmente, cada tres a cuatro días, dado que las condiciones del clima eran muy desfavorables; para esta actividad se utilizó un recipiente con un volumen de 200 a 210 ml, el cual se suministró a cada bolsa, ya que el bambú requiere humedad a nivel de suelo frecuente, pero no en exceso.

Control de malezas: En esta labor se realizó la eliminación de forma manual de malezas habitualmente para evitar que estas compitan por agua, luz y nutrientes, para así obtener un mejor desarrollo de la *G. angustifolia*.

Retiro de invernadero: Se retiró el plástico y se mantuvo los rebrotes bajo la sombra de la malla del vivero, durante un periodo de un mes, proceso de aclimatación y esperando que desarrollen el mayor número de brotes por cada rebrote.

Desahijar: Proceso que consistió en extraer los rebrotes de las bolsas plásticas una vez que han originado sus nuevos brotes, para apartar los nuevos brotes del rebrote y volverlo a sembrar en bolsas de vivero. Esto se hizo manualmente y utilizando una tijera podadora. Antes se humedeció el sustrato para facilitar la extracción del rebrote con todos los nuevos brotes para que las raicillas no se separen, también se procuró mantener todo el tiempo las raíces en contacto con agua para evitar la deshidratación; labor que se realizó bajo sombra para evitar la acción directa de los rayos solares.

Trasplante: Los nuevos brotes producidos luego del desahijado se sembraron inmediatamente en bolsas plásticas llenas de sustrato elaborado en igual proporción a la que se utilizó para la instalación de la investigación. A las cuales se les suministró agua a necesidad de los nuevos brotes para evitar la deshidratación, acción que se repitió cada dos días.

Para evaluar los indicadores para la obtención de los objetivos de la presente investigación se realizó a través de las siguientes técnicas:

- a. Porcentaje de prendimiento:** En cada unidad experimental, se registró el porcentaje de prendimiento a los 30 y 45 días tomando en consideración el tiempo transcurrido desde el momento de la colocación de los rebrotes en el sustrato contenido en bolsas y se expresó en porcentaje, mediante la siguiente fórmula:

$$\% \text{ de prendimiento} = \frac{\text{número de plantas enraizadas}}{\text{número total de plantas}} \times 100$$

- b. Porcentaje de formación de raíz:** Se evaluaron a los 60 y 90 días después de la instalación, el número de raíces por rebrote se realizó mediante un conteo de las plantas seleccionadas, para lo cual se tomó una plántula de bambú al azar de cada unidad muestral por cada evaluación experimental que se realizó en la presente investigación.
- c. Número de brotes:** Esta variable se va evaluó a los 30, 60 y 90 días después de la plantación, contando cuántos nuevos brotes tiene cada unidad muestral.
- d. Días a la emisión de brotes:** Para evaluar esta variable se contabilizó a los cuántos días después de la siembra se empezó a notar el primer brote.
- e. Altura de brote:** Esta variable se registró midiendo la altura del tallo del nuevo brote desde la base del primer nudo superficial en contacto con el sustrato hasta su ápice terminal, con la ayuda de un escalímetro y/o wincha; si la unidad muestral tiene más de un brote, se consideró la medición al brote con mayor longitud, del mismo que se tomaron los datos de crecimiento semanalmente desde los 40 días hasta los 60, repitiendo el proceso en todas las unidades muestrales de los tratamientos.
- f. Diámetro de entrenudo:** Se midió a la mitad del primer entrenudo superficial en contacto con el sustrato, evaluación que se realizó en cada una de las unidades muestrales, la toma de datos se llevó a cabo semanalmente desde el día 40 hasta el

día 60, con la ayuda de un calibrador de vernier digital en mm, con la finalidad de obtener resultados con mayor precisión.

- g. Porcentaje de prendimiento:** Se registró el porcentaje de prendimiento a los 45 días tomando en consideración el tiempo transcurrido desde el momento de la colocación de los rebrotes en el sustrato contenido en bolsas y se determinó en porcentaje, mediante la siguiente fórmula:

$$\% \text{ de prendimiento} = \frac{\text{número de plantas enraizadas}}{\text{número total de plantas}} \times 100$$

4.6 Análisis de datos

Se interpretaron los datos mediante un análisis de varianza ANOVA, análisis de regresión y de correlación; además se determinaron las diferencias entre medias estadísticas de los tratamientos en cada período utilizando la prueba de rangos múltiples de Tukey al 95 % de probabilidad.

Modelo Aditivo Lineal (MAL):

$$Y_{ijkl} = \mu + \beta_i + A_j + B_k + C_l + AB_{jk} + AC_{jl} + BC_{kl} + ABC_{jkl} + \epsilon_{ijkl}$$

Donde:

Y_{ijkl} : Observación del i – ésimo bloque, asignada al j – ésimo bioestimulante, a la k – ésima dosis y al l – ésimo diámetro.

μ : Efecto medio verdadero.

β_i : Efecto verdadero del i – ésimo bloque.

A_j : Efecto medio verdadero del j – ésimo bioestimulante.

B_k : Efecto medio verdadero de la k – ésima dosis.

C_l : Efecto medio verdadero del l – ésimo diámetro.

AB_{jk} : Interacción entre el j – ésimo bioestimulante y la k – ésima dosis.

AC_{jl} : Interacción entre el j – ésimo bioestimulante y el l – ésimo diámetro.

BC_{kl} : Interacción entre la k – ésima dosis y el l – ésimo diámetro.

ABC_{jkl} : Interacción entre la j – ésima dosis y el k – ésimo diámetro.

ϵ_{ijkl} : Error experimental.

V. RESULTADOS

5.1 Porcentaje de prendimiento

Se analiza que solo el factor A (Bioestimulante) influye significativamente ($p < 0.05$) en el porcentaje de prendimiento del bambú a los 45 días después de la siembra (dds), sin embargo las fuentes de variación: bloques, tratamientos, dosis (B), interacción (AB), (AC), (BC), (ABC) no influyeron significativamente ($P > 0.05$). No obstante en la figura 7 se observa que el tratamiento que sobresale es el tratamiento T₁₀, con un promedio del 91.7 % en cuanto al porcentaje de prendimiento a los 45 dds.

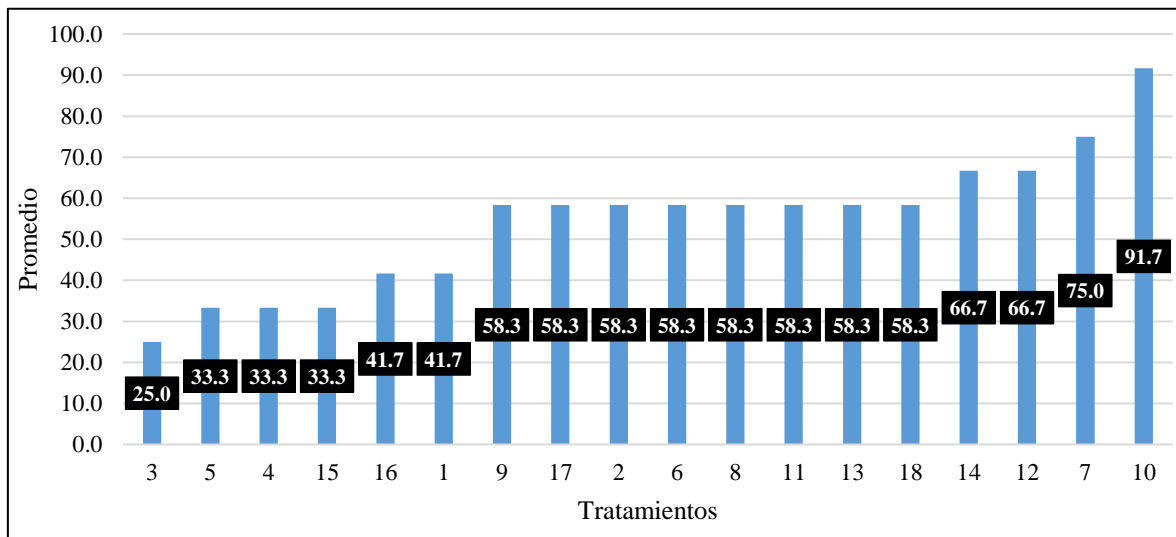


Figura 8. Porcentaje de prendimiento a los 45 dds según tratamientos

Luego comparamos las diferencias múltiples significativas entre los tipos de bioestimulantes. En la figura 9, se encontró que existen 3 grupos diferentes (A, AB, B) en el porcentaje prendimiento según los bioestimulantes, lo que significa que existe diferencia significativa, siendo la Promalina el bioestimulante que más influyó en el porcentaje de prendimiento, pues a los 30 dds, se obtuvo 51.39 % por lo mismo a los 45 días 68.06 %.

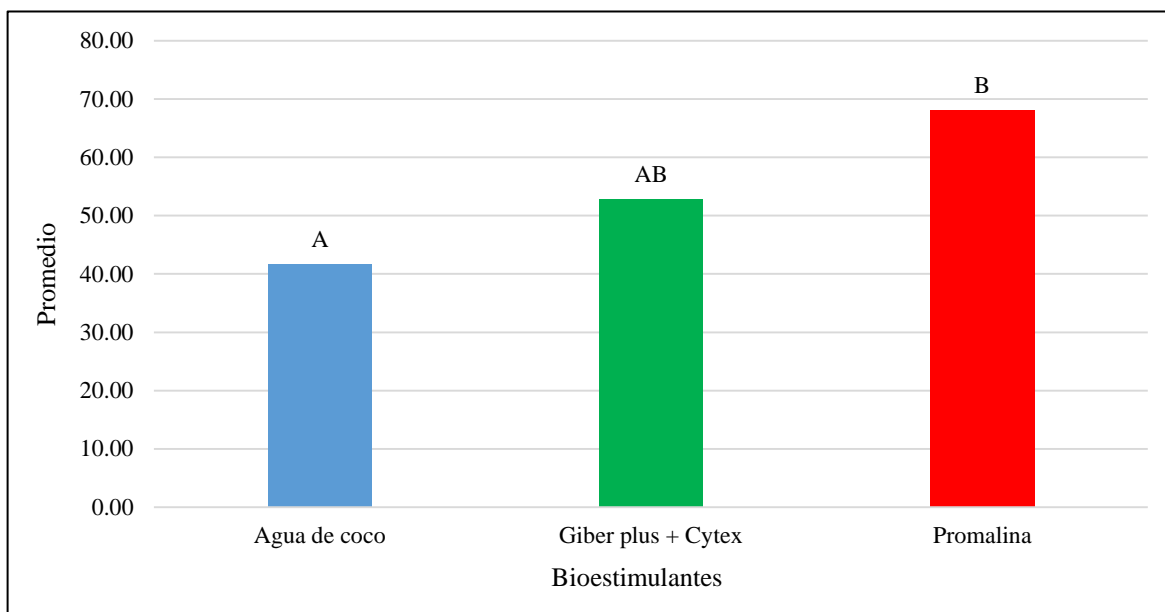


Figura 9. Porcentaje de prendimiento a los 45 dds según bioestimulantes

Tabla 3. Comparación Múltiple de Tukey del porcentaje de prendimiento a los 30 y 45 días según factor influyente bioestimulante

Bioestimulante	45 días	30 días	Grupo homogéneo	Literal (45 días)
Agua de coco	41,67	30,56	1	A
Giber plus + Cytex	52,78	33,33	2	AB
Promalina	68,06	51,39	3	B

5.2 Porcentaje de formación de raíz

Se analiza que las fuentes de variación: tratamientos, factor A (Bioestimulante) y factor C (diámetro) si influyeron significativamente ($p < 0.05$) en el porcentaje de formación de raíz del bambú a los 90 días, sin embargo las fuentes de variación: bloque, factor B (dosis) e interacciones no influyeron significativamente ($P > 0.05$) en el porcentaje de formación de la raíz a los 90 dds. Luego comparamos las diferencias múltiples significativas de los factores influyentes.

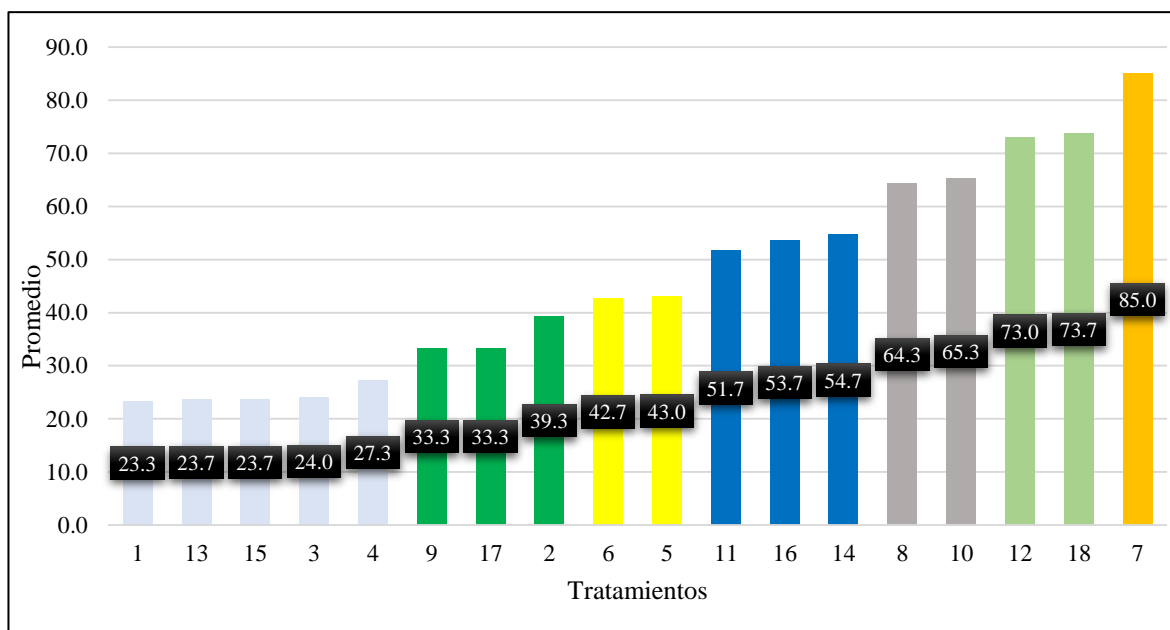


Figura 10. Porcentaje de formación de raíz a los 90 dds según tratamientos

En la Fig. 10, se observa el efecto que tuvieron los tratamientos sobre el crecimiento radicular, cuyos valores se muestran alrededor del 24 % en los tratamientos (1, 13, 15, 3 y 4); si bien los bioestimulantes que resaltan fueron Agua de coco y Giber plus + Cytex, y sus dosis variaron entre 2 y 5 ml, el factor común que presentan estos, es el diámetro del rebrote el cual está comprendido entre valores $\geq 3.5 \leq 6$ mm. Asimismo se observó que existe un grupo cuyos valores superiores al 60 % para los tratamientos (8, 10, 12, 18) demostrando su gran influencia en la formación de raíces; en este grupo un factor que parece tener cierta influencia es el diámetro del rebrote (superior a 6.1 mm), pero en el tratamiento T₇ que presenta un mayor porcentaje de formación de raíz, la combinación ideal es Promalina con una dosis de 2 ml para diámetros comprendidos entre $\geq 3.5 \leq 6$ mm para la *G. angustifolia*.

Tabla 4. Comparación Múltiple de Tukey del porcentaje de formación de raíz a los 60 y 90 días según factor bioestimulante

Bioestimulante	90 días	60 días	Grupo Homogéneo	Literal (90 días)
Agua de coco	33,28	30,22	1	A
Giber plus + Cytex	43,78	52,89	2	AB
Promalina	62,11	66,17	3	B

En la tabla 4, se encontró que existen 3 grupos diferentes (A, AB, B) en el porcentaje de formación de raíz a los 60 y 90 días según los bioestimulantes, lo que significa que existe diferencia significativa, siendo Promalina el bioestimulante que mayor influyó en el porcentaje de formación de la raíz a los 60 y 90 días.

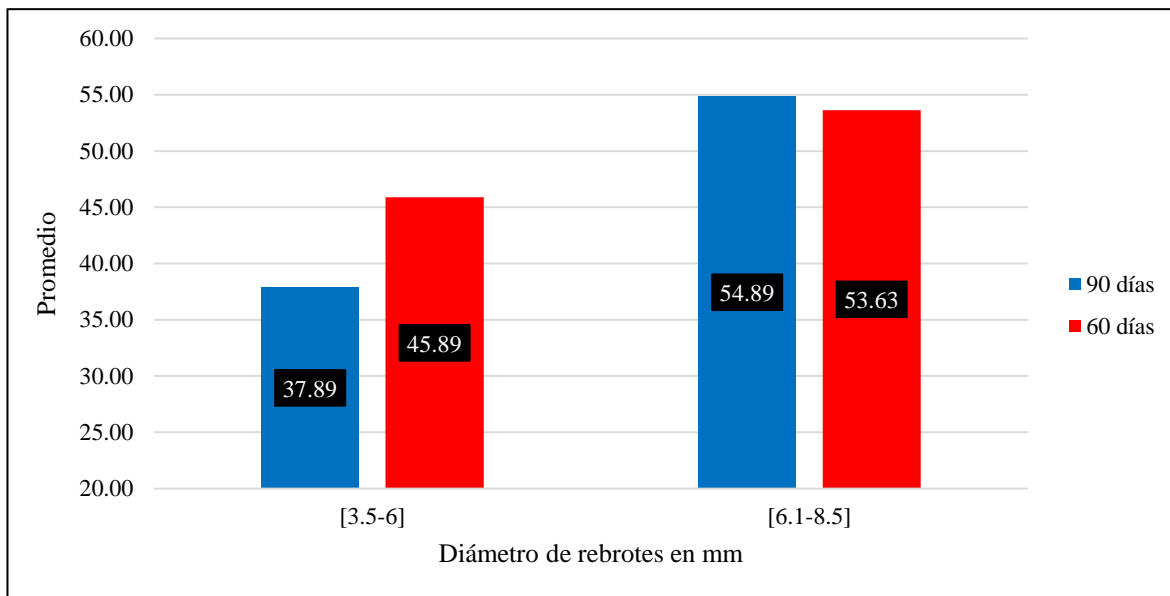


Figura 11. Porcentaje de formación de raíz a los 60 y 90 dds según diámetro

En la Fig . 11 se encontró que existen 2 grupos diferentes (A, B) en el porcentaje de formación de raíz a los 60 y 90 días después de la siembra, según el factor diámetro, lo que significa que existe diferencia significativa, siendo el diámetro $\geq 6.1 \leq 8.5$ mm que mayor influyó en el porcentaje de formación de la raíz a los 60 y 90 dds.

5.3 Número de brotes

Analizamos que las fuentes de variación: tratamientos, factor A (Bioestimulante) e interacción B*C, si influyen significativamente ($p < 0.05$) en el número de brotes de bambú a los 90 días, sin embargo las fuentes de variación: bloque, factor B (dosis), factor C (diámetro) e interacciones A*B, A*C, no influyen significativamente ($P > 0.05$) en el número de brotes a los 90 dds.

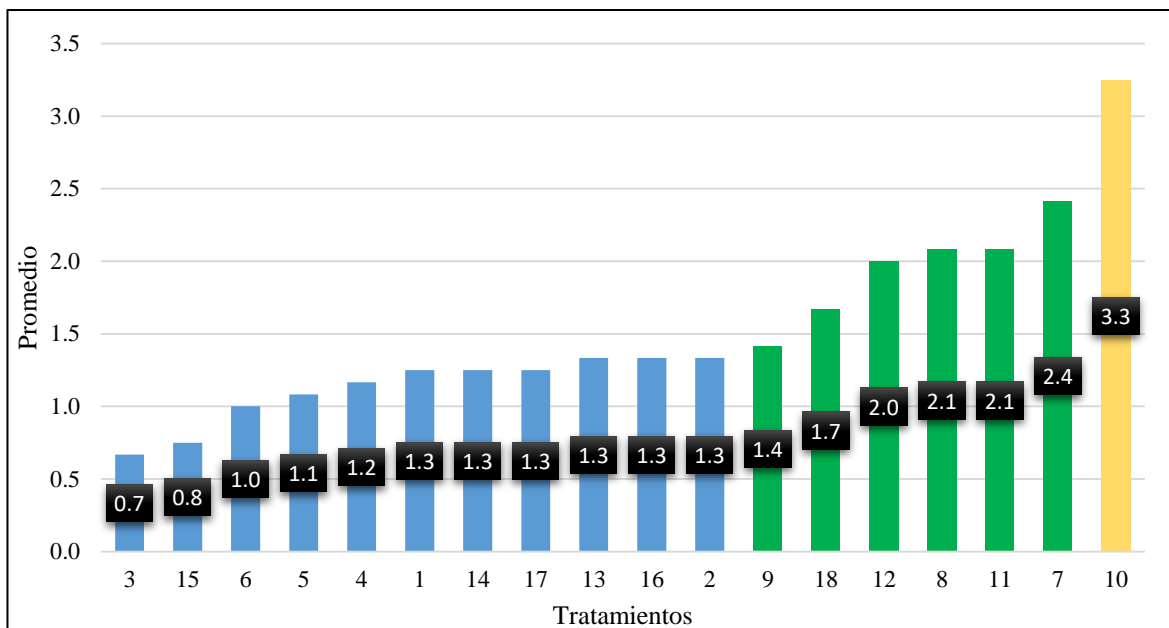


Figura 12. Número de brotes a los 90 dds según los tratamientos

En la Fig. 12, se observa la formación de tres grupos homogéneos (mediante la prueba de comparaciones múltiples de Tukey); en el primer grupo están los tratamientos T₃, T₁₅, T₆, T₅, T₄, T₁, T₁₄, T₁₇, T₁₃, T₁₆, T₂, en el siguiente grupo los tratamientos T₉, T₁₈, T₁₂, T₈, T₁₁, T₇, y el tratamiento T₁₀ en un grupo aparte, que demuestra un dato distintamente mayor al resto de los obtenidos.

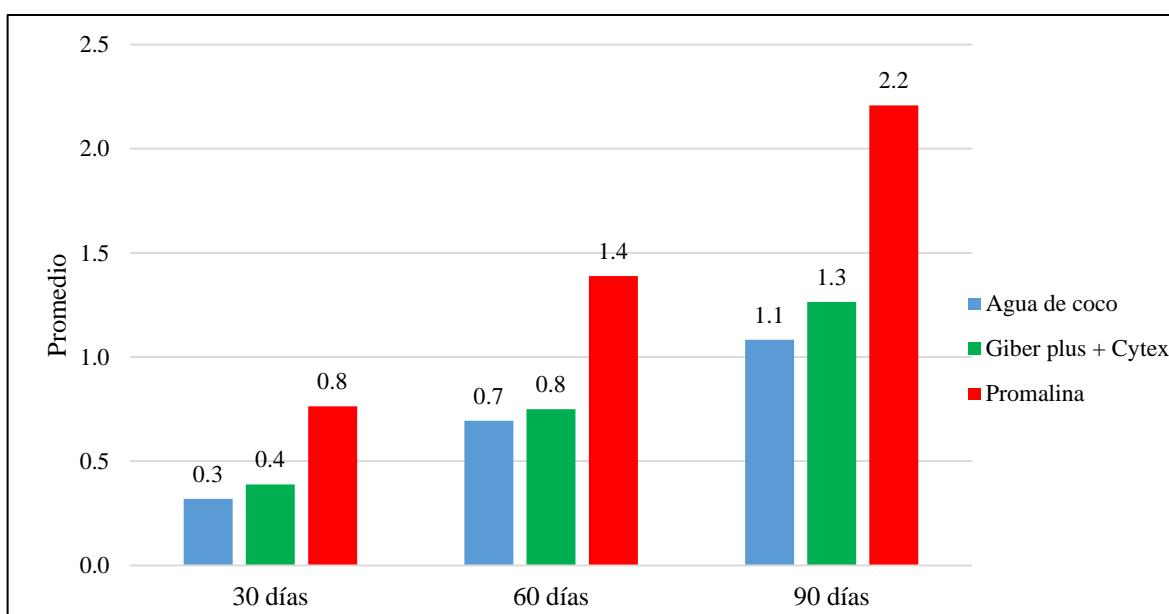


Figura 13. Número de brotes a los 30, 60 y 90 dds de *Guadua angustifolia* según bioestimulante

En la Fig. 13, se puede apreciar el número de brotes obtenidos en función del bioestimulante aplicado, destacando que en cada lapso de tiempo la Promalina tuvo un mayor efecto en esta variable, por encima de los otros dos bioestimulantes utilizados en la presente investigación.

Tabla 5. Comparación Múltiple de Tukey del número de brotes: 30, 60 y 90 dds

Diámetro * Dosis	90 días	60 días	30 días	Grupo Homogéneo	Literal (90 días)
[3.5-6] con 2 ml	1,67	0,97	0,42	1	A
[3.5-6] con 5 ml	0,94	0,61	0,33	2	B
[3.5-6] con 8 ml	1,47	0,81	0,39	3	C
[6.1-8.5] con 2 ml	1,56	1,19	0,58	1	A
[6.1-8.5] con 5 ml	1,92	0,75	0,64	2	B
[6.1-8.5] con 8 ml	1,56	1,33	0,58	3	C

En la Tabla 5, al evaluar la interacción del diámetro y dosis sobre el número de brotes en cada tramo de tiempo (en días), se observa que con un diámetro $\geq 6.1 \leq 8.5$ mm y con dosis mayores a 5 ml se logra tener un mayor efecto de estos factores trabajando juntos.

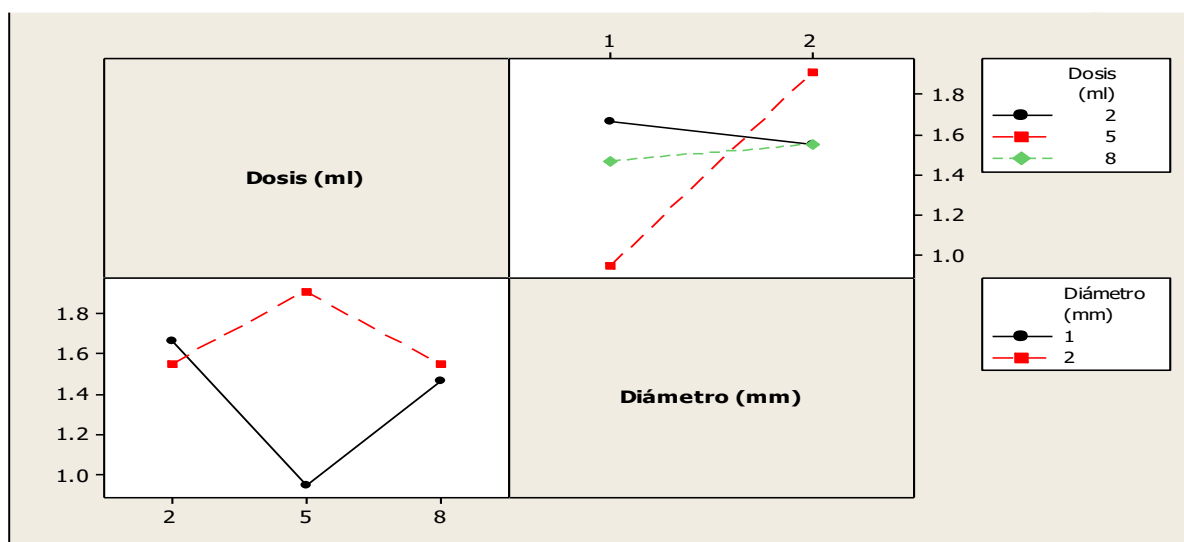


Figura 14. Interacción de Dosis*Diámetro y el número de brotes (90 dds)

En la Fig. 14, se puede observar en esta gráfica de interacción, que las líneas no son paralelas. Es decir mientras menos paralelas sean las líneas es mayor la interacción (Minitab18, 2019);

por tanto se observa este efecto de interacción existente en la relación entre diámetro y dosis, evaluadas a los 90 dds.

5.4 Días a la emisión de brotes

En la Tabla 6, se observa que a los 30 días se logra una mayor emisión de brotes, pero si observamos la frecuencia de brotes a lo largo de los días se puede apreciar que al inicio y al final muestra una cantidad muy baja de emisión de brotes, y en el día de mayor emisión la cantidad se eleva exponencialmente para luego volver a disminuir su valor drásticamente.

Tabla 6. Distribución de la emisión de brotes de Bambú

Días de Emisión	Frecuencia	Porcentaje
25	1	1,9
26	1	1,9
28	2	3,7
30	47	87,0
33	1	1,9
35	1	1,9
36	1	1,9
Total	54	100,0

5.5 Altura de brote

Analizamos que las fuentes de variación: tratamientos, factor A (Bioestimulante), dosis (factor B) e interacción A*B, si influyen significativamente ($p < 0.05$) en la altura del brote de bambú a los 60 días, sin embargo las fuentes de variación: diámetro (C), interacción (A*C, B*C, A*B*C) no influyen significativamente ($P > 0.05$) en la altura de brotes a los 60 días. Luego comparamos las diferencias múltiples significativas de los factores influyentes.

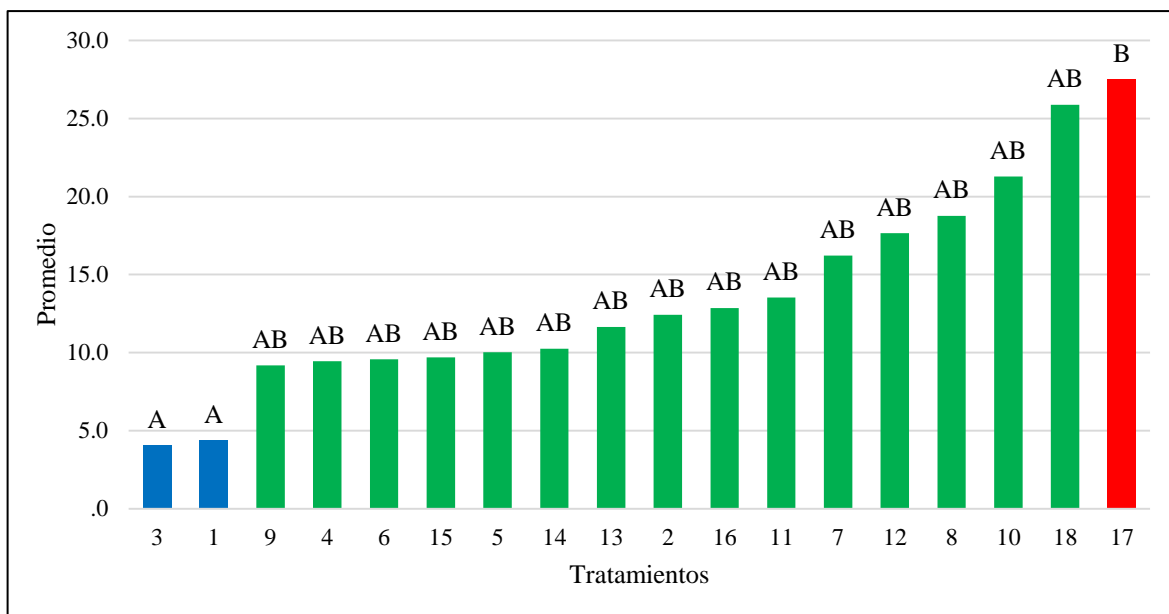


Figura 15. Altura de brote a los 60 dds según tratamientos

En la figura 15, se observa que de los tres bloques considerados en la ficha de evaluación para la altura de brote, el tercer bloque en los tres periodos evaluados presenta valores de altura mayores en la *G. angustifolia*, sobre todo en el T₁₇ con 27.50 cm de altura.

En la Tabla 7, se observa la formación de tres grupos homogéneos, que indican diferencia significativa en los datos recolectados para la altura de brote, destacando el tratamiento T₁₇ con una mayor altura a los 60 dds de evaluación.

Tabla 7. Comparación Múltiple de Tukey de la altura de brote: 40, 50 y 60 días

Tratamiento	40 días	50 días	60 días	Grupo Homogéneo	Literal (60 días)
3	0,88	2,20	4,07	1	A
1	0,85	2,74	4,37	2	A
9	2,80	6,71	9,18	2	AB
4	1,77	4,11	9,45	2	AB
6	1,64	6,52	9,58	2	AB
15	2,16	5,34	9,70	2	AB
5	1,25	3,71	10,02	2	AB
14	4,05	8,70	10,24	2	AB
13	2,05	6,02	11,65	2	AB
2	2,97	9,47	12,41	2	AB
16	2,39	6,56	12,86	2	AB
11	5,03	12,07	13,53	2	AB
7	3,96	10,59	16,22	2	AB
12	8,08	10,97	17,64	2	AB
8	3,85	13,85	18,75	2	AB
10	9,81	18,43	21,27	2	AB
18	7,35	20,74	25,88	2	AB
17	3,70	9,88	27,50	3	B

Tabla 8. Comparación Múltiple de Tukey de la altura de brote: 40, 50 y 60 días

Bloque	40 días	50 días	60 días	Grupo Homogéneo	Literal (60 días)
2	3,7572	9,0578	11,7011	1	A
1	3,0917	7,3433	11,7744	1	A
3	3,9133	10,0322	17,2456	2	B

En la Fig. 16, si evaluamos el efecto de los bioestimulantes utilizados se observa que a los 50 días tanto el Agua de coco como la Promalina han tenido un efecto considerable en la altura de brote del Bambú, pero a corto y largo plazo (40 y 60 días) el Giber plus + Cytex ha tenido un mayor efecto en la altura de brote.

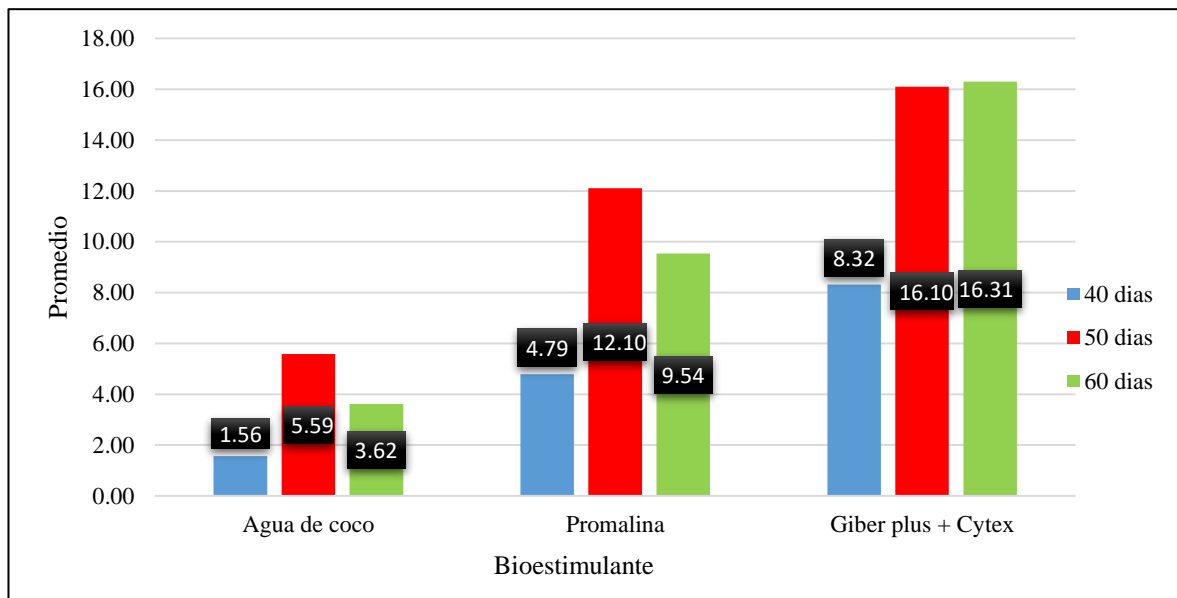


Figura 16. Altura de brote a los 40, 50 y 60 dds según bioestimulante

En la Tabla 9, se puede apreciar las dosis empleadas para la propagación del Bambú, que a una dosis mayor tiene un mayor efecto en la altura de brote, sea el tiempo que se evalúe esta variable en la especie estudiada.

Tabla 9. Comparación Múltiple de Tukey de la altura de brote según dosis de bioestimulante

Dosis	40 días	50 días	60 días	Grupo Homogéneo	Literal (60 días)
5 ml	3,30	7,23	11,09	1	A
2 ml	2,96	8,56	12,28	2	AB
8 ml	4,51	10,65	17,36	2	B

En la Fig. 17, la altura de brote a través del bioestimulante Promalina a una dosis de 5 ml logra tener un mayor efecto en comparación con el Agua de coco a la misma proporción en un mismo lapso de tiempo sobre la altura de brote en el bambú.

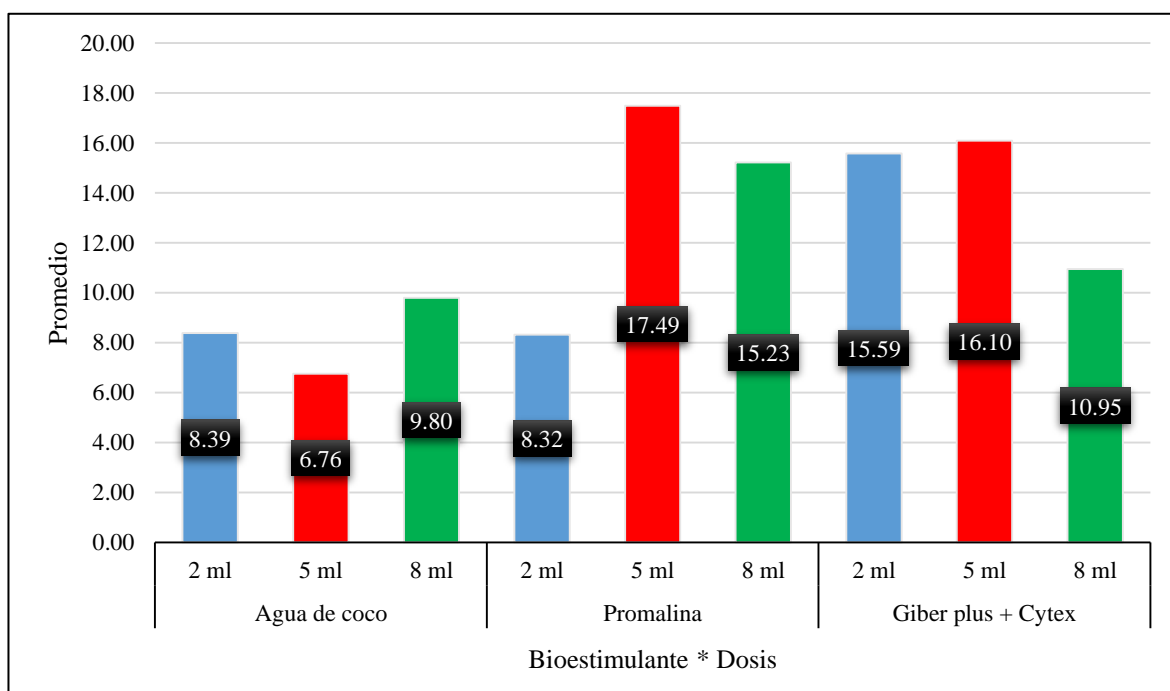


Figura 17. Altura de brote a los 40, 50 y 60 días en función del bioestimulante y la dosis

5.6 Diámetro de entrenudo

Se analiza que las fuentes de variación: tratamientos, factor A (Bioestimulante), dosis (factor B) y factor C: (diámetro), si influyen significativamente ($p < 0.05$) en el diámetro de entrenudo del Bambú a los 60 dds, sin embargo las interacciones AB, AC, BC, ABC, no influyen significativamente ($P > 0.05$) en el diámetro de entrenudo a los 60 días. Luego comparamos las diferencias múltiples significativas de los factores influyentes.

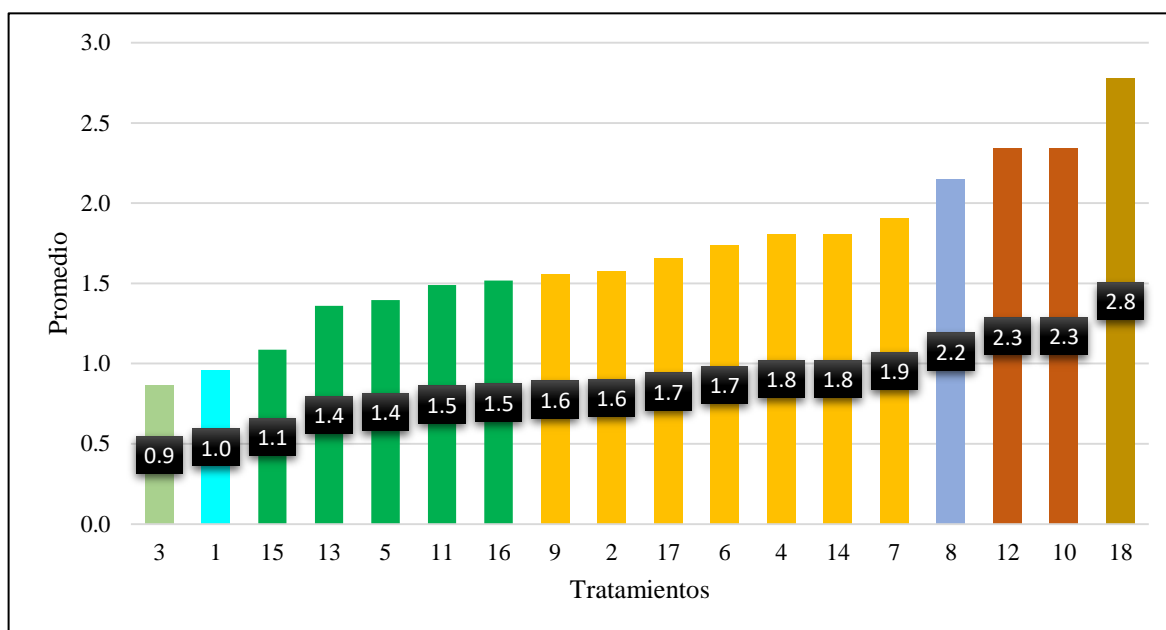


Figura 18. Diámetro de entrenudo a los 60 dds según tratamientos

Al evaluar la interacción de los tratamientos aplicados y su efecto sobre el diámetro de entrenudo se puede observar que a lo largo de los periodos evaluados se han logrado conformar siete grupos homogéneos, es decir los datos obtenidos se han logrado agrupar a siete valores aproximados, teniendo como el mejor tratamiento al T₁₈.

Tabla 10. Comparación Múltiple de Tukey del diámetro de entrenudo: 40, 50 y 60 dds

Tratamiento	40 días	50 días	60 días	Grupo homogéneo	Literal (60 días)
3	0,48	0,52	0,86	1	A
1	0,48	0,83	0,96	2	B
15	0,48	0,78	1,09	3	C
13	0,67	1,16	1,36	3	C
5	0,56	1,05	1,40	3	C
11	0,72	1,43	1,49	3	C
16	0,55	0,98	1,52	3	C
9	1,03	1,34	1,55	4	D
2	0,95	1,47	1,57	4	D
17	0,99	1,37	1,65	4	D
6	0,71	1,62	1,74	4	D
4	1,26	1,89	1,81	4	D
14	0,62	1,13	1,81	4	D
7	1,18	2,03	1,91	4	D
8	1,40	2,26	2,15	5	E
12	1,99	1,86	2,34	6	F
10	2,25	2,51	2,34	6	F
18	1,83	2,42	2,78	7	G

En las Tablas 11 y 12 se puede observar que con una dosis mayor, se obtiene un efecto considerable en la variable diámetro de entrenudo del bambú, así como se destaca que el bioestimulante Giber plus + Cytex presenta un mayor efecto sobre esta variable estudiada en la especie, en los tres períodos evaluados en la presente investigación.

Tabla 11. Comparación Múltiple de Tukey del diámetro de entrenado según bioestimulante

Bioestimulante	40 días	50 días	60 días	Grupo homogéneo	Literal (60 días)
Agua de coco	0,63	1,10	1,39	1	A
Promalina	0,97	1,43	1,70	2	AB
Giber plus + Cytex	1,43	1,91	1,96	3	B

Tabla 12. Comparación Múltiple de Tukey del diámetro de entrenado según dosis

Dosis	40 días	50 días	60 días	Grupo Homogéneo	Literal (60 días)
5 ml	0,90	1,21	1,53	1	A
2 ml	0,99	1,61	1,63	2	AB
8 ml	1,13	1,63	1,90	3	B

Se puede observar en la Tabla 13, que a un mayor diámetro de rebrote en el Bambú, se ha logrado un mayor efecto en el desarrollo del diámetro de entrenado en la especie estudiada.

Tabla 13. Comparación Múltiple de Tukey del diámetro de entrenado según diámetro

Diámetro	40 días	50 días	60 días	Grupo Homogéneo	Literal (60 días)
$\geq 3.5 \leq 6$ mm	0,73	1,17	1,36	1	A
$\geq 6.1 \leq 8.5$ mm	1,29	1,79	2,01	2	B

5.7 Porcentaje de prendimiento

Tabla 14. ANOVA del porcentaje de prendimiento, según fuentes de variación

Fuente de variación	Sc	gl	Cm	F	Sig.
Bloques	833,33	2	416,667	1,545	0,228
Tratamiento	3333,33	17	196,078	0,727	0,755
Factor A	0,00	2	0,000	0,000	1,000
Factor B	277,78	2	138,889	0,515	0,602
Factor C	185,19	1	185,185	0,687	0,413
AB	555,56	4	138,889	0,515	0,725
AC	370,37	2	185,185	0,687	0,510
BC	648,15	2	324,074	1,202	0,313
ABC	1296,30	4	324,074	1,202	0,328
Error	9166,67	34	269,608		
Total	13333,33	53			

R al cuadrado = ,313

En la tabla 14, se analiza que las fuentes de variación: tratamientos, factor A (Bioestimulante), dosis (factor B) y factor C (diámetro), e interacciones: AB, AC, BC, ABC no influyen significativamente ($p > 0.05$) en el porcentaje de prendimiento del Bambú.

VI. DISCUSIONES

Respecto al porcentaje de prendimiento en los resultados en condiciones de vivero, el bioestimulante tiene efecto ($p < 0.05$) en el porcentaje de prendimiento a 45 días comparando con el resto de factores que no muestran efectos significativos; esto se debe a que como menciona González *et al.* (2017), el uso de estos permite potenciar el crecimiento, desarrollo y soporte de la planta y entregar resistencia a las condiciones de estrés biótico y abióticos.

En cuanto al bioestimulante y su mayor efecto en el porcentaje de prendimiento, es la Promalina, en comparación con el Agua de coco que resulta tener un menor efecto sobre esta misma variable de estudio; sin embargo este efecto relativamente alto, se puede elevar ya que como estamos en condiciones de vivero, por ello es necesario disponer que las plantas reciban luz solar permanente, además de un riego continuo sin saturar la capacidad de capo y evitar la presencia de chupadera fungosa en los brotes emergentes, esto con la finalidad de crear un ambiente adecuado para realizar una mayor probabilidad de prendimiento (Cotrina, 2017).

El mejor efecto en cuanto al porcentaje de prendimiento se dio con el bioestimulante Promalina obteniendo el 68 y 51 % (ver tabla 3), por otra parte, el Agua de coco obtuvo el menor efecto sobre la misma variable de prendimiento, 41 % y 30 % respectivamente, debido a la diferencias que existe en su composición.

Lárraga-Sánchez *et al.* (2011), en su trabajo de investigación titulada propagación vegetativa de tres especies de Bambú, mencionan que la propagación por rebrotes tiene un mayor efecto (54 %) en el desarrollo de las raíces, pero en la presente investigación se obtuvo que el factor bioestimulante y el diámetro de rebrotes interactúan individualmente generando diferencias significativas en la formación de raíz (ver tabla 4), mas no existe interacción significativa de los tres factores en el porcentaje de la formación de raíz.

Por otro lado el factor dosis no genera un efecto apreciable en los valores obtenidos, pues el tratamiento evaluado como conjunto no genera efectos significativos en la formación de raíces de los rebrotes.

Es necesario resaltar el efecto en el porcentaje de formación de raíz, la Promalina a los 60 y 90 dds logró obtener un mayor porcentaje (60 % aproximadamente), en comparación al Agua de coco que tuvo un efecto del 30 %; esto se debe a que el bioestimulante mejora el nivel del sistema radical, en cuanto a su acción está relacionada con la absorción, transporte de agua y nutrientes (Du Jardín, 2015); este resultado se podría deber a que la Promalina es un compuesto enriquecido de giberelinas y citoquininas.

Asimismo, se evidencia que no existe una relación de proporcionalidad entre el diámetro y la formación de raíces de los rebrotes, pues si observamos en la figura 11 se puede observar que con un diámetro de rebrote mayor a los 6 mm logró un mayor porcentaje en la formación de raíz a los 60 y 90 dds (54 % para ambos casos), en comparación a los rebrotes cuyos diámetros estuvieron entre los $\geq 3.5 \leq 6$ mm.

En cuanto al bioestimulante y su influencia en el número de brotes; en la presente investigación se obtuvo que el mejor bioestimulante es la Promalina (sintético), debido a que en los tres periodos evaluados muestra un efecto relativamente alto en el número de brotes (teniendo en promedio 2.2 brotes a los 90 días de evaluación, ver figura 13). Esto se debe al alto contenido de ácido giberélico 1.8 % y citoquininas 1.8 %, como componentes del bioestimulante utilizado, según Du Jardín (2015) ayuda al crecimiento de la planta; evidenciando así que ayuda al desarrollo del Bambú.

En la tabla 5 se muestra que con dosis de 5 y 8 ml y diámetros de rebrotes $\geq 6.1 \leq 8.5$ mm existe un mayor número de brotes; esta interacción B*C se puede cotejar mediante la gráfica de interacción establecida (ver figura 14) en la cual las líneas de estos factores no son paralelas, dicho efecto se muestra en la gráfica mientras menos paralelas sean las líneas, mayor será la fuerza de la interacción, en este caso entre el diámetro y la dosis sobre el número de brotes.

Establecida la interacción, diámetro del rebrote y dosis, mediante el análisis de varianza a través de una significancia del 0.025 ($p < 0.05$) que es evidencia estadística de dicha interacción en el anexo D. 6, en la presente investigación esta se ve reforzado según lo mencionado por Gallardo et al. (2008) el cual indica que existe una proporcionalidad del diámetro de los rebrotes y la generación de brotes, sin embargo no hace referencia a la dosis.

En los resultados de los tratamientos para la altura de brote, existen diferencias significativas en la interacción bioestimulante*dosis (ver anexo D.5). La investigación determinó anteriormente que estos factores tienen una relación de proporcionalidad, como menciona García-Seco (2017), los bioestimulantes mejoran en términos de eficacia las características fisiológicas de la planta; para la variable altura de brote se obtuvieron los mejores resultados: Giber plus + Cytex (T₁₇) a los 60 dds, T₁₈ a los 50 dds y el tratamiento T₁₀ a los 40 dds, en dos de estos tratamientos se utilizó el bioestimulante Giber plus + Cytex (ver figura 16) debido a su alto contenido de ácido giberélico (4 %) puesto que como menciona Saborío (2002), este compuesto es de fundamental actividad en los procesos de crecimiento del tallo y la regeneración de brotes.

Si bien es cierto el Giber plus + Cytex como factor bioestimulante (anexo D.5), tiene efectos significativos en la variable altura de brote. Sin embargo se da una interacción de bioestimulante*dosis que también influye en la altura de brote, y que muy distinta al mejor bioestimulante que se pudo determinar anteriormente, esta interacción demuestra que con la Promalina a 5 ml de dosis tiene un mayor efecto sobre la altura de brote, en comparación al Agua de coco y Giber plus + Cytex que con altas dosis no lograron tener un mayor efecto; esta interacción se debe a que como menciona Saborío (2002), las hormonas son capaces de estimular el crecimiento vegetal y por tanto colocando en las mismas dosis esta particularidad hace que tenga un mayor efecto en la variable altura de brote.

En la tabla del anexo D.6, se obtiene que los tratamientos generan efectos significativos sobre el diámetro del entrenudo ($p < 0.05$); esto lo podemos relacionar con lo que menciona Calderón (citado en Cotrina, 2017), donde el diámetro de la planta crece con el mismo diámetro que nace por lo que no existe crecimiento, debido a que no tienen el tipo de célula que le dé crecimiento en diámetro, en cambio en los rizomas se acumula mayor energía y se tiene cada vez un mayor diámetro en las nuevas varas que brotan, en base a esto mientras más tiempo transcurran se obtendrán bambúes de mayor diámetro del entrenudo.

Asimismo durante las evaluaciones realizadas, en la tabla 10 se obtuvieron 7 valores homogéneos, donde la Promalina a una dosis de 5 ml con un diámetro de rebrote $\geq 6.1 \leq 8.5$ mm logró tener un mayor diámetro del entrenudo en 40 y 50 dds debido a que estimulan el desarrollo de la planta (León, 2017), pero a los 60 dds Giber plus + Cytex alcanzó un mayor efecto en la variable con una mayor dosis y con un diámetro de rebrote $\geq 6.1 \leq 8.5$ mm (se corrobora esta información con lo estadísticamente calculado en las tablas 11 y 12); asimismo se da una relación que a un mayor diámetro de rebrote en el Bambú se ha logrado un mayor efecto en el desarrollo del diámetro de entrenudo.

Finalmente en lo que respecta al porcentaje de prendimiento (tabla 14), los resultados mencionan que los factores sobre dicha variable no tuvieron efecto significativo; esto podría ser debido a que la medición inicial de prendimiento ya determinó que esta variable tiene una mayor interacción al inicio del procesos en vivero, asimismo respecto a la emisión de brotes solo se destaca que en el día 30 de evaluación se dio un aumento exponencial (87 % del total) en la generación de brotes, esto se puede deber a efectos medioambientales que pudo haberse dado en el invernadero.

VII. CONCLUSIONES

En cuanto al porcentaje de prendimiento y porcentaje de formación de raíz, el bioestimulante que mayor efecto tuvo fue la Promalina, así mismo para la formación de brotes de Bambú.

Para la formación de brotes de Bambú y la altura de brote, los mejores resultados se obtuvieron con dosis de bioestimulante de 5 ml y 8 ml.

El diámetro adecuado para la generación de nuevos brotes de *G. angustifolia*, sitúa dentro de $\geq 6.1 \leq 8.5$ mm.

A partir de los resultados obtenidos en condiciones de vivero se concluye que el diámetro adecuado del rebrote oscila entre $\geq 6.1 \leq 8.5$ mm, el mejor bioestimulante es la Promalina, seguido del Giber plus + Cytex; y en cuanto a la dosis adecuada esta fluctúa entre los 5 ml y 8 ml.

VIII. RECOMENDACIONES

Se recomienda profundizar en estudiar una optimización del porcentaje de prendimiento en función de la Promalina, para que el Bambú sea mejor aprovechado.

Evaluar la presencia del número de brotes si está en función de otros bioestimulantes. Se recomienda realizar trabajos que incluya el estudio de las condiciones ambientales en vivero en el desarrollo de Bambú.

Se recomienda la Promalina como un bioestimulante sintético que ha generado un mayor desarrollo del Bambú mediante propagación vegetativa, asimismo se recomienda realizar investigaciones sobre la dosis óptima para la utilización del bioestimulante.

Para la propagación de *G. angustifolia* se recomienda utilizar rebrotes con diámetros $\geq 6.1 \leq 8.5$ mm con la finalidad de reservar más nutrientes que pueda requerir la planta.

Realizar estudio de costo-beneficio sobre la viabilidad de la implementación de bambúes en vivero fortalecidos por bioestimulantes como la Promalina.

Realizar investigaciones con la propagación por rebrotes, utilizando otros bioestimulantes que sean naturales y de fácil obtención en la región.

IX. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Aguilar-Barojas, S. (2005). Fórmulas para el cálculo de la muestra en investigaciones de salud. *Salud en Tabasco*, 11(1-2), 333-338.
- Ancco, R. (2013). *Comparativo de rendimiento de cinco cultivares de tomate y tres dosis del bioestimulante promalina en el C.E.A. III "Los Pichones"* (Tesis de Grado, Universidad Nacional Jorge Basadre Grohmann). Recuperado de <http://repositorio.unjbg.edu.pe/handle/UNJBG/1652>
- Añazco, M., & Rojas, S. (2015). *Estudio de la cadena desde la producción al consumo del bambú (Guadua angustifolia) en Perú*. Recuperado de <https://bambuecuador.files.wordpress.com/2018/01/2015-estudio-de-la-cadena-desde-la-produccioc81n-al-consumo-del-bambucc81-en-perucc81.pdf>
- Arancibia, A. V. (2017). *Propagación vegetativa de dos especies de bambú en la selva Nororiental* (Tesis de Grado, Universidad Nacional Agraria La Molina). Recuperado de <http://repositorio.lamolina.edu.pe/handle/UNALM/3496>
- Araujo, D. L. (2015). *Propagación vegetativa de Dendrocalamus asper (Schult. & Schult. f.) Backer ex K. Heyne y Guadua angustifolia Kunth establecidas en campo definitivo, Tulumayo - Tingo María* (Tesis de Grado, Universidad Nacional Agraria de la Selva). Recuperado de <http://repositorio.unas.edu.pe/handle/UNAS/632>
- Botero, L. F. (2018). Propagation of *Guadua angustifolia* using the chusquines method. *International Network for Bamboo and Rattan - INBAR*, 16.
- Cotrina, D. A. (2017). *Propagación vegetativa de ramas laterales y chusquines de Guadua angustifolia Kunth utilizando enraizante Root-Hoor en condiciones de vivero en Amazonas* (Tesis de Grado). Universidad Nacional de Cajamarca, Jaén, Perú.
- Deras, J. E. (2003). *Análisis de la Cadena Productiva de Bambú en Costa Rica* (Tesis de Maestría, Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza (CATIE). Escuela de Posgrado). Recuperado de <http://repositorio.bibliotecaorton.catie.ac.cr/handle/11554/4145?show=full>

- Du Jardin, P. (2015). Plant biostimulants: Definition, concept, main categories and regulation. *Scientia Horticulturae*, 196, 3-14. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2015.09.021>
- Figuerola, V., & Sardiña, C. Es. (2009). *Bambú en Chile. Posibilidades de industrialización y estandarización del cultivo* (Tesis de Grado, Universidad de Chile). Recuperado de www.cybertesis.uchile.cl/tesis/uchile/2009/aq-figueroa_v/pdfAmont/aq-figueroa_v.pdf
- Fundacion AVSI y NRD UNISS. (2017). *Manual Técnico para Productores (Guadua angustifolia kunth)*. Recuperado de <https://www.serfor.gob.pe/wp-content/uploads/2017/09/Manual%20Tecnico%20del%20Bambu%20para%20Productores.pdf>
- Gallardo, J., Freire, M., León, J., García, Y., Pérez, S., & González, M. (2008). Comportamiento en la brotación de las yemas de estacas de *Guadua angustifolia* Kunth empleadas en la propagación. *Cultivos Tropicales*, 29(1), 17-22.
- García-Seco, D. (2017). Bioestimulantes Agrícolas, Definición, Principales categorías y Regulación a nivel mundial. *Revista Nutrición Vegetal*, 94, 4p.
- González, A., Riquelme, J., France, A., Uribe, H., Robledo, P., Morales, C., ... Pedreros, A. (2017). Uso de Bioestimulantes. En *Manual de manejo agronómico del arándano* (pp. 43-47). Recuperado de <https://www.indap.gob.cl/docs/default-source/default-document-library/manual-arandanos.pdf?sfvrsn=0>
- Lárraga-Sánchez, N., Gutiérrez-Rangel, N., López-Sánchez, H., Pedraza-Santos, M., & Vargas-Hernández, J. (2011). Propagación Vegetativa de Tres Especies de Bambú. *Ra Ximhai. Revista de Sociedad, Cultura y Desarrollo Sustentable*, 7(2), 205-218.
- León, A. (2017). *Evaluación de la producción y calidad de rosas variedad Freedom con aplicación de bioestimulantes a base de agua de coco* (Tesis de Grado, Universidad de San Francisco de Quito). Recuperado de <http://repositorio.usfq.edu.ec/handle/23000/6947>

- Londoño, X., Camayo, G., Riaño, N., & López, Y. (2002). Characterization of the anatomy of *Guadua angustifolia* (Poaceae: Bambusoideae) culms. *The Journal of the American Bamboo Society*, 16(1), 18-31.
- Márquez, L., & Marín, D. (2011). Propagación y crecimiento de *Guadua amplexifolia* Presl., *G. angustifolia* kunth Y *Elytostachys typica* Mc Clure, en tres tipos de sustrato. *Bioagro*, 23(3), 191-198.
- Marulanda, M. L., & Gutiérrez, L. G. (2017). Micropropagación de *Guadua Angustifolia* Kunth. *Actualidades Biológicas*, 27(82), 5-15. <https://doi.org/10.17533/udea.acbi>
- Mercedes, J. R. (2006). *Guía técnica cultivo del bambú* (1era ed.). Recuperado de https://www.academia.edu/9592074/Gu%C3%ADa_T%C3%A9cnica_Cultivo_del_Bamb%C3%BA
- Ministerio de Agricultura. (2008). *Plan Nacional de Promoción del Bambú 2008-2020* (1era ed.). Recuperado de <https://www.serfor.gob.pe/wp-content/uploads/2017/04/Plan%20Nacional%20del%20Bambu.pdf>
- Ministerio de Agricultura. (2018). *Métodos de propagación del Bambú (Guadua angustifolia)*. Recuperado de [http://www.itto.int/files/user/pdf/PROJECT_REPORTS/pd428_06/PD%20428-06%20R.2%20\(F\)%20Propagaci%C3%B3n%20G%20Angustifolia.pdf](http://www.itto.int/files/user/pdf/PROJECT_REPORTS/pd428_06/PD%20428-06%20R.2%20(F)%20Propagaci%C3%B3n%20G%20Angustifolia.pdf)
- Minitab18. (2019). Interpretar los resultados clave para Gráfica de interacción - Minitab. Recuperado 27 de enero de 2019, de Soporte de Minitab 18 website: <https://support.minitab.com/es-mx/minitab/18/help-and-how-to/modeling-statistics/anova/how-to/interaction-plot/interpret-the-results/key-results/>
- Noboa, J. L. (2014). *Evaluación de varios tipos de sustratos en la reproducción de plántulas de Caña guadua (Guadua angustifolia) en la zona de Babahoyo, Provincia de Los Ríos* (Tesis de Grado, Universidad Técnica de Babahoyo. Facultad de Ciencias Agropecuarias). Recuperado de <http://dspace.utb.edu.ec/handle/49000/725>
- Ortíz, K. S. (2017). *Caracterización y clave de identificación de los bambúes en la región Nor-Oriental (San Martín, Amazonas y Cajamarca)* (Tesis de Grado, Universidad

Nacional Agraria La Molina). Recuperado de <http://repositorio.lamolina.edu.pe/handle/UNALM/2987>

Panizzo, C. C., Fernández, P. V., Colombatto, D., Ciancia, M., & Vega, A. S. (2017). Anatomy, nutritional value and cell wall chemical analysis of foliage leaves of *Guadua chacoensis* (Poaceae, Bambusoideae, Bambuseae), a promising source of forage. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 97(4), 1349-1358. <https://doi.org/10.1002/jsfa.7873>

Saborío, F. (2002). Bioestimulantes en fertilización foliar. En *Fertilización Foliar: Principios y Aplicaciones* (pp. 107-124). Recuperado de http://www.nutricaoeplantas.agr.br/site/downloads/unesp_jaboticabal/Memoria_CursoFertilizacionFoliar.pdf#page=110

Sánchez, A. (2017). *Propagación vegetativa de Dendrocalamus asper, Guadua angustifolia y Bambusa vulgaris (Bambú), en el vivero Bambunet del Cantón Archidona, Provincia de Napo* (Tesis de Grado, Escuela Politécnica del Chimborazo). Recuperado de <http://dspace.esPOCH.edu.ec/handle/123456789/7665>

ANEXOS

ANEXO A. FICHA TÉCNICA DE REGULADOR DE CRECIMIENTO PROMALINA

PROMALINA® Bayer CropScience

Líquido

Regulador de crecimiento

(Citoquinina 1.8 % + Giberelina 1.8 %)

Reg. PBUA N° 048-SENASA

FORMULACIÓN: Líquido.

MODO DE ACCIÓN

Citoquinina: Estimula la división celular, revierte la dominancia apical, interviene en el crecimiento de las yemas y el desarrollo del fruto, demora en la senescencia de las hojas y estimula el crecimiento radicular.

Giberelinas: Estimula el alargamiento de las células y de los vástagos, estimula el crecimiento y la floración y también en el crecimiento del embrión de la plántula.

TOXICIDAD: Ligeramente peligroso.

GRUPO QUÍMICO: Reguladores de crecimiento.

PRINCIPALES CARACTERÍSTICAS: PROMALINA® es un regulador de crecimiento que estimula la división celular, promueve el inicio del botoneo y el desarrollo y el crecimiento radicular, mejorando la calidad de la producción e incrementando las cosechas en algodón, tomate, papa, páprika, ají y marigold.

INDICACIONES DE USO: Aplicar cuando las condiciones del viento no causen excesiva deriva. Si la duración del tiempo lo permite, aplicar en los momentos en que las condiciones

climáticas aseguren una máxima absorción del producto: humedad relativa elevada, tiempo fresco y condiciones que eviten el rápido secado de las gotitas de la aspersión sobre la superficie vegetal. Está especialmente recomendada la aplicación nocturna.

PRIMEROS AUXILIOS: Si ocurre contacto con los ojos o la piel, lave con abundante cantidad de agua. Si la irritación persiste u ocurren signos de toxicidad, busque atención médica.

Indicaciones para el médico: El tratamiento será sintomático.

Antídoto: No se conoce antídoto específico.

RECOMENDACIONES DE USO

CULTIVOS	MOMENTO DE APLICACIÓN	DOSIS			UAC* (días)	LMR** (ppm)
		%	mL/ 200 L	L/ha		
Algodón	Al inicio de floración y/o fructificación. Aplicación fraccionada (65-125 mL) en ambos momentos de aplicación. Aplicación total (125-250 mL) en cualquiera de los momentos indicados.	-	-	0.125-0.25		
Pimentón	1.a aplic.: Al inicio de la primera floración. 2.a aplic.: Al cuajado de la primera floración. 3.a aplic.: En la maduración de la primera floración.	0.03	60	0.125 por aplicación		
Fresa	Inicio de floración: 1.a aplic.: A los 30 días del trasplante. 2.a aplic.: 30 días después de la primera. 3.a aplic.: 30 días después de la segunda.	0.03	60	0.125 por aplicación		
Pepino	1.a aplic.: Inicio de floración. 2.a aplic.: 15 días después de la primera. 3.a aplic.: Después de la primera cosecha.	0.03	60	0.125 por aplicación	n/a	n/a

Papa	Variedad precoz: Inicio de tuberización.	0.03	60	0.125		
	Variedad tardía: Fraccionada. 1.a aplic.: Inicio de tuberización. 2. a aplic.: 15 días después de la primera.			0.125		
Tomate	1.a aplic.: Inicio de floración. 2.a aplic.: 15 a 20 días después de la primera.	0.03 - 0.04 5	60- 90	0.125- 0.180		
Arroz	Inicio de macollamiento.	0.01 5	60	0.06		
Ají	1.a aplic.: Al inicio de la primera floración. 2.a aplic.: Al cuajado de la primera floración. 3.a aplic.: En la maduración de la primera floración.	0.03	60	0.125 por aplicación		
Marigold	Inicio de botoneo.	0.06	125	0.25		
Manzano	Desde el momento de plena floración hasta el comienzo de la caída de pétalos.	0.12 5	250	-		
<p>UAC*= Última aplicación antes de la cosecha (días). LMR**= Límite máximo de residuos (ppm). n/a = No aplicable</p>						

ENVASES: Frascos x 30, 125 y 500 mL.

BAYER CROPSCIENCE

ANEXO B. FICHA TÉCNICA REGULADOR DE CRECIMIENTO GIBER PLUS

	FICHA TÉCNICA		Revisión: 05 Aprobado: JR Fecha: 13-06-14 Página 1 de 2
			

Producto	:	GIBER PLUS® 4L
Ingrediente activo	:	Ácido Giberélico
Clase de uso	:	Regulador de Crecimiento
Formulación	:	Concentrado Soluble
Composición	:	40 g/L = 4%
Registro	:	PBUA N° 098- SENASA
Titular	:	SILVESTRE PERÚ S.A.C.
Distribuidor	:	SILVESTRE PERÚ S.A.C.

TOXICOLOGÍA DEL PRODUCTO

GIBER PLUS® 4L es un regulador de crecimiento, categorizado como LIGERAMENTE TÓXICO para el hombre y animales de sangre caliente.

MECANISMO Y MODO DE ACCIÓN

GIBER PLUS® 4L es un regulador de crecimiento caracterizado por sus efectos fisiológicos y morfológicos. Es translocado en el interior de la planta, y generalmente, solo afecta a las partes aéreas. Su efecto más claro consiste en acelerar el crecimiento vegetativo de los brotes, produciendo plantas más grandes. Este efecto se debe principalmente a la elongación de las células pero, en algunos casos, la multiplicación celular también se ve incrementada. También actúa reforzando la dominancia apical, estimulando la floración, aumentando la fructificación, rompiendo la dormancia de las semillas y evitando el estrés.

En vid, la aplicación de GIBER PLUS® 4L incrementa el número de racimos y mejora la circulación de aire y la penetración de la luz dentro de los mismos.

En alcachofa, la aplicación de GIBER PLUS® 4L acelera la madurez, permitiendo una cosecha temprana.

CONSIDERACIONES PARA LA APLICACIÓN

- Se recomienda usar suficiente agua para asegurar la completa humectación de la planta.
- Aplicar GIBER PLUS® 4L a todas las partes de la planta para obtener los resultados deseados.
- Asegurarse que el pH del agua sea ligeramente ácido, entre 5 y 6. Evitar en todo momento aplicar con aguas duras o alcalinas.
- No aplicar usando métodos de aplicación de ULV.
- Aplicar a primeras horas de la mañana o por la tarde.
- Usar equipo de protección personal durante la manipulación, mezcla y aplicación del producto.
- Asegurar que la aplicación del producto sea uniforme, verificando que los equipos de aplicación se encuentren debidamente calibrados.
- Rotar con productos de diferente modo de acción para evitar el desarrollo de resistencia de la plaga objetivo.

COMPATIBILIDAD

GIBER PLUS® 4L es compatible con la mayoría de plaguicidas de uso común, excepto con agentes oxidantes fuertes. Se recomienda realizar una prueba previa de compatibilidad.

	FICHA TÉCNICA		Revisión: 05 Aprobado: JR Fecha: 13-06-14 Página 2 de 2
			

FITOTOXICIDAD

GIBER PLUS® 4L no es fitotóxico para los cultivos recomendados si se siguen las recomendaciones dadas en la etiqueta

CUADRO DE USOS

CULTIVO	ÉPOCA DE APLICACIÓN	DOSIS ml/ 200 L	PC (Días)	LMR (ppm)
ALCACHOFA	Iniciar la aplicación cuando la planta presente 8 a 10 hojas verdaderas (55 a 60 días después del transplante).	125 - 150	---	---
VID	Iniciar la aplicación cuando la baya tenga 12 mm de diámetro. (*)	150	---	---

PC: Periodo de Carencia
(*) Variedad Red Globe.

LMR: Límite máximo de residuo

REGISTROS Y TOLERANCIAS DE RESIDUOS

El ácido giberélico ingrediente activo de GIBER PLUS® 4L, por ser un regulador de crecimiento, está exento de Límite Máximo de Residuos en CEE (Comunidad Europea) y EPA para la exportación.

TELÉFONOS DE EMERGENCIA
CICOTOX: 0-800-1-3040 o 328 7398
ESSALUD: 0801-10200 o 411 8000 (opción 4)
CISPROQUIM: 0800-50847

MANEJO Y DISPOSICIÓN DE DESECHOS Y ENVASES VACÍOS



- Después de usar el contenido, enjuague tres veces el envase y vierta la solución en la mezcla de aplicación y luego inutilícelo, triturándolo o perforándolo y deposítelo en el lugar destinado por las autoridades locales para este fin.
- Realizar obligatoriamente el triple lavado del presente envase.
- Devuelva el envase triple lavado al centro de acopio autorizado.

PRESENTACIONES COMERCIALES

GIBER PLUS® 4L cuenta con registro para las siguientes presentaciones: 25 ml, 125 ml, 1L, 4L, 20L y 200L.

ANEXO C. FICHA TÉCNICA REGULADOR DE CRECIMIENTO CYTEX



Suspensión acuosa concentrada

(Citoquinina natural)

Reg. PBUA: N° 055-SENASA

COMPOSICIÓN

Citoquininas	0.01%
Ingredientes inertes	99.99%

DESCRIPCIÓN

- CYTEX es un bioregulador del metabolismo vegetal de origen natural, obtenido de extractos de algas marinas, de eficiente absorción, traslocación y asimilación por la planta, que tiene por finalidad incrementar el rendimiento y calidad de las cosechas.

- La fitohormona citoquinina es el principal activo de CYTEX, es una hormona vegetal que regula el metabolismo de los cultivos, incrementa la división celular, activa yemas, estimula mayor enraizamiento, floración, cuajado de frutos y regula el balance hormonal en la planta.

CUADRO DE DOSIFICACIÓN

CULTIVOS	MOMENTO DE APLICACIÓN	DOSIS			U.A.C. (días)	L.M.R (ppm)
L/ha	cc/200 L	cc/20L				
Algodón	1. Después del 1.a abonamiento. 2. Inicio de botoneo. 3. 10 días después de la 2.a aplicación.	1.0	500	50	Sin Restricción	Sin Restricción
Espárrago	1. 10 días después del trasplante o corte.	1.0	500	50		

	<p>2. 30 días después de la 1.a aplicación.</p> <p>3. 30 días después de la 2.a aplicación.</p>			
Ajo	<p>1. Aplicar al inicio de engrosamiento del bulbo.</p> <p>2. 10 días después de la 1.a aplicación.</p> <p>3. 10 días después de la 2.a aplicación.</p>	1.0	500	50
Ají	<p>1. Aparición de botones florales.</p> <p>2. Aplicar al cuajado 15 días después del cuajado.</p>	0.5	250	25
Arveja	<p>1. Aplicar a la aparición de botones florales.</p> <p>2. 10 días después de la 1.a aplicación.</p>	0.5	250	25
Tomate	<p>1. Aplicar a la aparición de botones florales.</p> <p>2. 10 días después de la 1.a aplicación.</p>	1.0	500	50
Cebolla	<p>1. Aplicar al inicio de engrosamiento del bulbo.</p> <p>2. 10 días después de la 1.a aplicación.</p>	1.0	500	50

	3. 10 días después de la 2.a aplicación.			
Palto	1. Inicio de estado de coliflor. 2. Inicio de floración. 3. Cuajado inicial de frutos.	0.7 1.0	350 - 500	35 - 50
Papa	1. Aplicar antes o después del aporque. 2. Aplicar 3 semanas después.	1.0	500	50
Pimiento	1. Al inicio de floración. 2. 15 días después del cuajado.	1.0	500	50
Mandarina	1. Aplicar a la aparición de botones florales. 2. Aplicar después de la caída de pétalos. 3. Aplicar durante el crecimiento y cuajado del fruto.	0.5	250	25
Fresa	1. Aplicar al inicio de la floración. 2. 10 días después de la 1.a aplicación	0.5	250	25

FRECUENCIA Y ÉPOCA DE APLICACIÓN: Se recomienda hacer aplicaciones a intervalos de 10 a 14 días o dentro de un programa de aplicaciones.

COMPATIBILIDAD: Es compatible con pesticidas y fertilizantes foliares comúnmente usados.

En caso de duda, se recomienda realizar previamente pruebas de compatibilidad.

PRIMEROS AUXILIOS: CYTEX es un producto que puede presentar intoxicación por uso inadecuado del mismo.

En caso de intoxicación llame al médico inmediatamente, o lleve al paciente al médico y muéstrela la etiqueta.

En caso de contacto con los ojos, lavarlos con abundante agua fresca y si el contacto fuese con la piel, lavarse con abundante agua y jabón y colocar al paciente en un lugar fresco y ventilado.

En caso de ingestión accidental y siempre que el paciente no haya perdido el conocimiento, inducir el vómito.

No dar de beber nada a un paciente que se encuentra inconsciente.

CONSORCIO AGROPECUARIO AMERICANO S.A.C.

ANEXO D. RESULTADOS ESTADÍSTICOS

D.1. PORCENTAJE DE PRENDIMIENTO

ANOVA del porcentaje de prendimiento a los 45 días, según fuentes de variación

Fuentes de Variación	SC	GL	CM	F	SIG (P<0.05)
Bloques	208,33	2	104,17	0,200	0,820
Tratamientos	14270,83	17	839,46	1,612	0,116
Bioestimulante (A)	6319,44	2	3159,72	6,067	0,006*
Dosis (B)	1458,33	2	729,17	1,400	0,260
Diámetro (C)	1400,46	1	1400,46	2,689	0,110
Interacción A*B	2638,89	4	659,72	1,267	0,302
Interacción A*C	300,93	2	150,46	0,289	0,751
Interacción B*C	439,81	2	219,91	0,422	0,659
Interacción A*B*C	1712,96	4	428,24	0,822	0,520
Error	17708,33	34	520,83		
Total	32187,50	53			

R al cuadrado = ,450

D.2. PORCENTAJE DE FORMACIÓN DE RAÍZ

ANOVA del porcentaje de formación de Raíz a los 90 días, según fuentes de variación

Fuentes de Variación	SC	GL	CM	F	Sig.(p<0.05)
Bloque	58,333	2	29,167	0,056	0,945
Tratamiento	19853,500	17	1167,853	2,250	0,022*
Bioestimulante (A)	7666,333	2	3833,167	7,384	0,002*
Dosis (B)	2133,000	2	1066,500	2,054	0,144
Diámetro (C)	3901,500	1	3901,500	7,515	0,010*
Interacción AB	1562,333	4	390,583	0,752	0,563
Interacción AC	1946,778	2	973,389	1,875	0,169
Interacción BC	460,333	2	230,167	0,443	0,646
Interacción ABC	2183,222	4	545,806	1,051	0,395
Error	17651,000	34	519,147		
Total	37562,833	53			

R al cuadrado = ,530 (R al cuadrado ajustada = ,267)

D.3. NÚMERO DE BROTES

ANOVA del número de brotes a los 90 días, según fuentes de variación

Fuente de variación	SC	GL	CM	F	Sig.
Bloques	2,009	2	1,005	2,744	0,079
Tratamiento	20,773	17	1,222	3,337	0,001*
Bioestimulante (A)	13,141	2	6,571	17,945	0,000*
Dosis (B)	,294	2	0,147	0,401	0,672
Diámetro (C)	1,338	1	1,338	3,654	0,064
A*B	,942	4	0,236	0,643	0,635
A*C	,211	2	0,105	0,288	0,752
B*C	3,002	2	1,501	4,100	0,025*
A*B*C	1,845	4	0,461	1,260	,305
Error	12,449	34	0,366		
Total	35,231	53			

R al cuadrado = ,647 (R al cuadrado ajustada = ,449)

D.4. DÍAS A LA EMISIÓN DE BROTES

Distribución de la emisión de brotes del Bambú

Días de Emisión	Frecuencia	Porcentaje
25	1	1,9
26	1	1,9
28	2	3,7
30	47	87,0
33	1	1,9
35	1	1,9
36	1	1,9
Total	54	100,0

D.5. ALTURA DE BROTE

ANOVA de la altura de brote a los 60 días

Fuente de variación	Sc	gl	Cm	F	Sig.
Bloques	364,076	2	182,038	3,468	0,043
Tratamiento	2179,32	17	128,195	2,442	0,013*
Bioestimulante (A)	746,572	2	373,286	7,111	0,003*
Dosis (B)	399,167	2	199,584	3,802	0,032*
Diámetro (C)	169,106	1	169,106	3,221	0,082
A*B	616,473	4	154,118	2,936	0,035*
A*C	90,799	2	45,400	0,865	0,430
B*C	87,860	2	43,930	0,837	0,442
A*B*C	69,344	4	17,336	0,330	0,856
Error	1784,837	34	52,495		
Total	4328,235	53			

R al cuadrado = ,588 (R al cuadrado ajustada = ,357)

D.6. DIÁMETRO DE ENTRENUDO

ANOVA del diámetro de entrenudo a los 60 días, según fuentes de variación

Fuente de variación	Sc	gl	Cm	F	Sig.
Bloques	1,704	2	0,852	5,076	0,012
Tratamiento	12,604	17	0,741	4,418	0,000*
Factor A	2,982	2	1,491	8,886	0,001*
Factor B	1,329	2	0,664	3,959	0,028*
Factor C	5,574	1	5,574	33,218	0,000*
Interacción A*B	1,636	4	0,409	2,437	0,066
Interacción A*C	0,004	2	0,002	0,012	0,988
Interacción B*C	0,295	2	0,147	0,879	0,424
Interacción ABC	0,783	4	0,196	1,167	0,343
Error	5,706	34	0,168		
Total	20,014	53			

R al cuadrado = ,715 (R al cuadrado ajustada = ,556)

D.7. PORCENTAJE DE PRENDIMIENTO

ANOVA del porcentaje de prendimiento final, según fuentes de variación

Fuente de variación	Sc	gl	Cm	F	Sig.
Bloques	833,33	2	416,667	1,545	0,228
Tratamiento	3333,33	17	196,078	0,727	0,755
Factor A	0,00	2	0,000	0,000	1,000
Factor B	277,78	2	138,889	0,515	0,602
Factor C	185,19	1	185,185	0,687	0,413
AB	555,56	4	138,889	0,515	0,725
AC	370,37	2	185,185	0,687	0,510
BC	648,15	2	324,074	1,202	0,313
ABC	1296,30	4	324,074	1,202	0,328
Error	9166,67	34	269,608		
Total	13333,33	53			

R al cuadrado = ,313

ANEXO E. CONSTANCIA DE IDENTIFICACIÓN TAXONÓMICA



UNIVERSIDAD NACIONAL
TORIBIO RODRÍGUEZ DE
MENDOZA DE AMAZONAS

CONSTANCIA DE IDENTIFICACIÓN TAXONÓMICA

Yo, Jesús Rascón Barrios, Licenciado en Biología, hace constancia de que el tesista de la Universidad Nacional Toribio Rodríguez de Mendoza de Amazonas (UNTRM-A), el Sr. **Wagner Vigo Portocarrero**, identificado con DNI N° **73375563**, solicitó el servicio de identificación taxonómica para una muestra botánica, la cual contiene la siguiente información:

Nombre común reportado: "Bambú"



Lugar de colecta: Distrito de Churuja, Provincia de Bongará, Departamento de Amazonas

Altura sobre el nivel del mar: 1385 msnm

Fecha de colecta: 10 de enero de 2018

Una vez de revisadas las características morfológicas del ejemplar, determino que la muestra botánica corresponde a la especie ***Guadua angustifolia Kunth***, perteneciente a la familia de las Poáceas.

Se expide a solicitud del interesado, para efectos de investigación científica, a día 20 de enero de 2018.


 **Jesús Rascón Barrios**
Biólogo
C.B.P. 13752

ANEXO F. ANÁLISIS DE SUELO



"UNIVERSIDAD NACIONAL TORIBIO RODRÍGUEZ DE MENDOZA DE AMAZONAS"
 INSTITUTO DE INVESTIGACIÓN PARA EL DESARROLLO SUSTENTABLE DE CEJA DE SELVA"
 LABORATORIO DE INVESTIGACION EN SUELOS Y AGUAS



ANÁLISIS DE SUELOS : CARACTERIZACIÓN

1. DATOS :

Solicitante : WAGNER VIGO PORTOCARRERO

Departamento : AMAZONAS
 Provincia : BONGARÁ
 Distrito : CHURUJA

Anexo :
 Sector :
 Fecha : 28/02/18
 B.V. : 0003-0061410

2. RESULTADO DEL ANALISIS SOLICITADO

Lab	Número de Muestra	pH (1:1)	C.E. (1:1) mS/m	P			K	C	M.O	N	Análisis Mecánico			Clase textural	CIC	Cationes Cambiables meq/100g					Suma de Cationes Bases	Suma de Bases Sat. De	%
				ppm	%	%					Arena %	Limo %	Arcilla %			Ca ⁺²	Mg ⁺²	K ⁺	Na ⁺	Al ⁺³ + H ⁺			
187	SUSTRATO	6.27	0.69	11.58	217.68	3.57	6.16	0.31	78.0	10.0	12.0	Fr.A.	16.80	12.50	1.26	0.47	0.09	0.00	14.32	14.32	85		

A = Arena ; A.Fr. = Franco Arenoso ; Fr. = Franco ; Fr.L. = Franco Limoso ; L = Limoso ; Fr.Ar.A. = Franco Arcillo Arenoso ; Fr.Ar. = Franco Arcilloso ; Fr.Ar.L. = Franco Arcillo Limoso ; Ar.A. = Arcillo Arenoso ; Ar.L. = Arcillo Limoso ; Ar. = Arcilloso

UNIVERSIDAD NACIONAL
 TORIBIO RODRÍGUEZ DE MENDOZA DE AMAZONAS
 INSTITUTO DE INVESTIGACIÓN EN SUELOS Y AGUAS - IASIG
 Eidel Chiribaya Vela
 RESPONSABLE DEL AREA DE SUELOS

ANEXO G. GALERÍA FOTOGRÁFICA



Fotografía 1. Instalación del invernadero



Fotografía 2. Preparación de los rebrotes



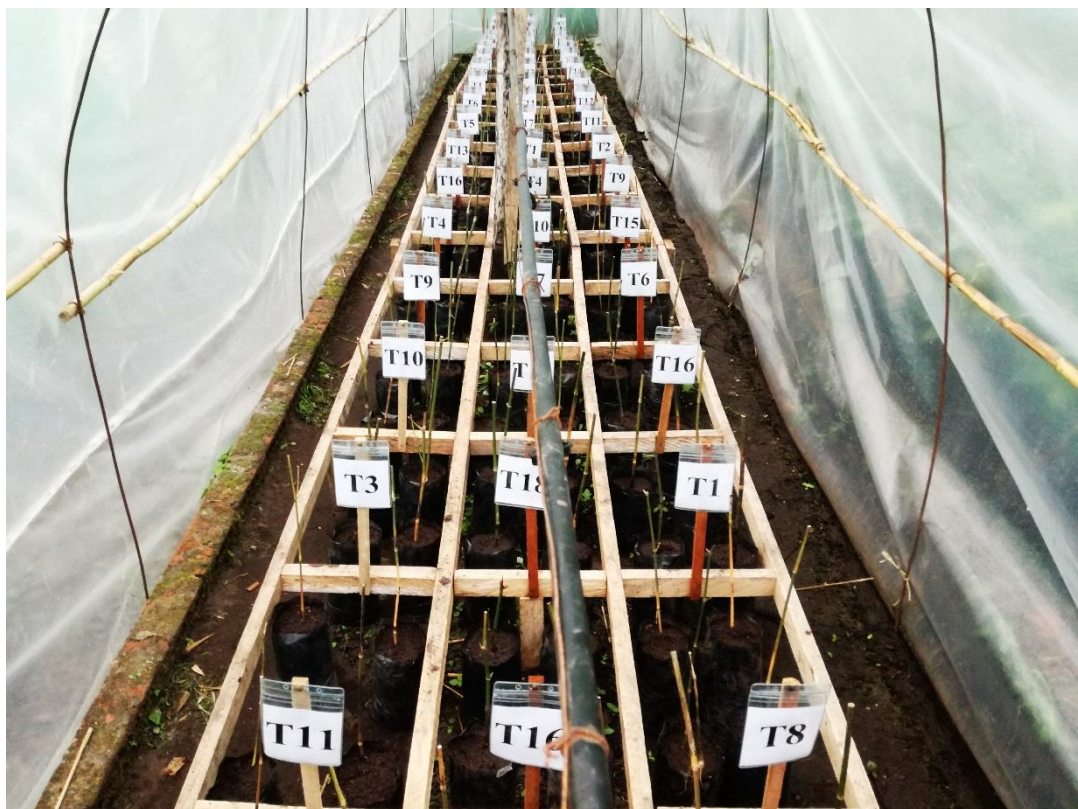
Fotografía 3. Bolsas conteniendo sustrato para el bambú



Fotografía 4. Bioestimulantes adquiridos



Fotografía 5. Preparación del bioestimulante de agua de coco



Fotografía 6. Aplicación de los tratamientos en el invernadero, en el distrito de Churuja.