



ESTADO PLURINACIONAL DE
BOLIVIA

MINISTERIO DE
DESARROLLO RURAL Y TIERRAS



**PROYECTO “GENERACIÓN DE TECNOLOGÍAS DE PRODUCCIÓN
PARA EL APROVECHAMIENTO EFICIENTE DE LOS FRUTOS
AMAZÓNICOS PRIORIZADOS (CASTAÑA, ASAÍ, COPOAZÚ Y MAJO)
EN LA AMAZONIA BOLIVIANA”**

COMPONENTE INVESTIGACIÓN

**TECNOLOGIAS SISTEMATIZADAS
DE
COPOAZU (*Theobroma grandiflorum*)**

GESTION 2024

Instituto Nacional de Innovación Agropecuaria y Forestal–INIAF Departamental
Pando

Dirección: Calle Tarija N°46, Barrio Mapajo, Cobija-Pando

Teléfonos: (591-3) 72934471 - 72915030

Pando – Bolivia

FICHA DE SISTEMATIZACION DE TECNOLOGIAS GENERADAS POR EL PROYECTO DE FRUTOS AMAZÓNICOS - INIAF	
Título	Cuatro sustratos y cuatro tiempos de conservación de semillas de copoazú (<i>Theobroma grandiflorum</i>) para preservar su viabilidad
Palabras Clave	Sustrato, Conservación, Ubicación, Semilla, Viabilidad
Departamento en el que se aplica la Tecnología	Pando
DESCRIPCION DETALLADA DE LA TECNOLOGIA	
Introducción	A través de la revisión sistemática de los tipos de frutos de copoazú (<i>Theobroma grandiflorum</i>), efectuada por Spjut (1994), el copoazú puede ser considerado como un anfisarcidio, es decir un fruto simple, indehiscente con pericarpio diferenciado externamente por una corteza seca e internamente en una o más capas carnosas (Souza, 1996). El comportamiento recalcitrante de las semillas, se refiere a que no pueden ser almacenadas porque pierden rápidamente su viabilidad cuando son deshidratadas y mantenidas a bajas temperaturas y por lo general, no presentan latencia o ella es débil, pierde su viabilidad a las pocas semanas de estar almacenadas debido a que poseen embriones desnudos con un alto contenido hídrico. (ISTA 1993). Se ha observado que las semillas de copoazú una vez extraídas del fruto y procesadas para su siembra, disminuyen su viabilidad al segundo y/o tercer día, quedando por lo general inviables a partir de los nueve días desde su procesamiento. Este trabajo de investigación, analiza alternativas técnicas para conservar la viabilidad y vitalidad de semillas de copoazú bajo condiciones y limitaciones que se presentan en campo en cuanto a temperatura, humedad, exposición a la luz, presencia de insectos, entre otros.
Objetivo general	Determinar el efecto de cuatro sustratos y cuatro tiempos de conservación de semillas de <i>Theobroma grandiflorum</i> , para preservar su viabilidad.
Objetivos específicos	• Determinar la viabilidad vía prueba de emergencia por efecto de cuatro sustratos y cuatro tiempos de conservación de semillas de copoazú. • Determinar el prendimiento luego del trasplante de semillas emergidas por efecto de cuatro sustratos y cuatro tiempos de conservación de semillas de copoazú. • Evaluar altura de planta debido al efecto de los cuatro sustratos y cuatro tiempos de conservación de semillas de copoazú.

[Handwritten signature]
Ing. M. S. J. J. J.
RESPONSABLE PROYECTO
FRUTOS AMAZÓNICOS
INIAP - MDRYT



	Materiales				
	Material de Gabinete	Herramientas	Equipos	Insumos	Instrumental de Laboratorio
Descripción de la tecnología desarrollada y/o validada	Hojas de papel	Pala	Balanza	Hipoclorito de sodio.	Recipientes de plástico
	Bolígrafos	Cordel para demarcación de parcelas	Cámara	Hidrogel.	Vaso de precipitación de 1000 cc
	Etiquetas		Computadora portátil.	Agua corriente.	Guantes desechables
	Tablero	Bandejas	Impresora	Arena	Bandejas de plástico.
	Papel absorbente	Regadera	Balanza digital	desinfectada.	Escupidoras
		Herramientas de jardinería	Calibrador Vernier	Semillas	Bolsas plásticas.
					Conservadoras
	Metodología				
	➤ Recolección de frutos de copoazú ➤ Limpieza de los frutos ➤ Despulpado de los frutos con ayuda de una tijera. ➤ Lavado de semillas en agua corriente. ➤ Desinfectado de las semillas con solución de hipoclorito al 0,5%. ➤ Preparación de los sustratos. ➤ Esterilización de los sustratos con agua hervida. ➤ Pesado de los sustratos. ➤ Colocado de sustratos o medios de conservación en bolsas plásticas, a razón de ½ litro y ½ kg en el sustrato de arena, por unidad experimental. ➤ Colocado las semillas en cada sustrato ➤ Colocado de bolsas con semillas en conservadoras de plasto formo. ➤ A 3, 6, 9 y 12 días de conservación también se extrajo las semillas para prueba de germinación en tubetes. ➤ La evaluación del estudio se realizó cada 6 días. ➤ Por unidad experimental, las semillas germinadas fueron trasplantadas o repicadas en bolsas con sustrato a fin de registrar el prendimiento.				



**Diseños
experimentales
aplicados**

Diseño experimental

Tabla 1. Diseño

Factor	Nivel	Descripción
A Sustrato de conservación	4	A1 Agua corriente (½ litro)
		A2 Hidrogel (10 g/l agua) (½ litro)
		A3 Arena de río (½ kg)
		A4 Sin tratamiento
B Tiempo de conservación (días)	4	B1 3
		B2 6
		B3 9
		B4 12
Replica	4	

Tratamientos

a) agua corriente, b) hidrogel, c) arena de río y d) ninguno (testigo), cada uno con cuatro tiempos de exposición antes del trasplante.

Tabla 2. Tratamientos

Tratamiento	Factor A	Factor B	Descripción: sustrato y tiempo de conservación
T1	A1	B1	Agua corriente y 3 días
T2	A1	B2	Agua corriente y 6 días
T3	A1	B3	Agua corriente y 9 días
T4	A1	B4	Agua corriente y 12 días
T5	A2	B1	Hidrogel (10 g/l agua) y 3 días
T6	A2	B2	Hidrogel (10 g/l agua) y 6 días
T7	A2	B3	Hidrogel (10 g/l agua) y 9 días
T8	A2	B4	Hidrogel (10 g/l agua) y 12 días
T9	A3	B1	Arena de río y 3 días
T10	A3	B2	Arena de río y 6 días
T11	A3	B3	Arena de río y 9 días
T12	A3	B4	Arena de río y 12 días
T13	A4	B1	Sin tratamiento y 3 días
T14	A4	B2	Sin tratamiento y 6 días
T15	A4	B3	Sin tratamiento y 9 días
T16	A4	B4	Sin tratamiento y 12 días

Las características y beneficios de cada sustrato de conservación para las semillas de copoazú, son las siguientes:

a) Agua corriente.

El agua, retarda la emisión de la radícula en las semillas sumergidas, mantiene su viabilidad aproximadamente por 6 días, la temperatura del agua no debe alcanzar niveles elevados.



b) Hidrogel.

Polímero absorbente de agua, para mantener la humedad del suelo. Se ha utilizado hidrogel a preparado (10 g/l), formando una masa gelatinosa donde se colocó las semillas de copoazú para su almacenamiento, mantiene la humedad de las semillas sin ocasionar fermentación, igual que el agua retarda la emisión de la radícula.

c) Arena.

Arena de río desinfectada con agua caliente, presenta textura suelta y granulometría fina con partículas entre 0,063 a 2 mm, conserva la humedad y evita la fermentación de las semillas.

d) Sin ningún sustrato.

La elevada humedad y temperatura en la región amazónica dificultan el almacenamiento o guardado de semillas de copoazú por más de dos días en condiciones naturales, ya que estas comienzan a perder su viabilidad, vitalidad y a descomponerse.

Unidad experimental

Consta de 10 semillas por tratamiento (40 semillas conservadas en agua, 40 semillas conservadas en hidrogel, 40 semillas conservadas en arena y 40 semillas conservadas sin ninguna aplicación), totalizando 160 semillas.

Croquis

Los niveles del Factor A serán distribuidos en forma aleatoria y dentro cada una de ellas se distribuirán los niveles del Factor B (Figura 1).

R1	A4				A3				A1				A2			
B3	B4	B2	B1	B3	B4	B1	B2	B1	B2	B3	B4	B3	B4	B2	B1	
R2	A1				A4				A3				A2			
B1	B2	B3	B4	B4	B3	B2	B1	B3	B2	B4	B1	B1	B4	B2	B3	
R3	A2				A4				A1				A3			
B4	B3	B2	B1	B4	B3	B2	B1	B3	B4	B2	B1	B3	B4	B1	B2	
R4	A4				A3				A2				A1			
B1	B3	B2	B4	B3	B1	B2	B4	B2	B1	B3	B4	B1	B4	B3	B2	

Diseño estadístico

Variables de respuesta

Se definieron las siguientes variables de respuesta:

- **Porcentaje de emergencia.** Se evaluó desde la siembra hasta que la semilla desarrolló los cotiledones, procediendo a medir la longitud y diámetro del brote en mm, considerando el número de semillas emergidas, por cada sustrato y tiempos (días), dividido por el total de semillas sembradas, multiplicado por 100.
- **Porcentaje de prendimiento y/o supervivencia.** Se consideró posterior al trasplante, y el dato fue levantado en la quinta evaluación, donde se denominó con la siguiente codificación a; 0=no prendida y 1=prendida,

	independientemente de la altura de los plantines, considerando el número de semillas prendidas, por cada sustrato y tiempos (días) luego del trasplante, dividido por el total de semillas sembradas, multiplicado por 100. • Altura de la planta. Se procedió a registrar los datos a partir de la primera hasta la quinta evaluación por cada tratamiento, considerando un tiempo máximo de emergencia hasta los treinta y siete (37) días, como ser el tratamiento de 12 días (B4). La medición del plantín, fue realizado desde el nivel del suelo al ápice de la planta con una regla. Análisis estadístico El porcentaje del número de semillas germinadas se procesó con el modelo lineal generalizado bajo el supuesto de distribución gamma y en base a la estructura del diseño completamente al azar y parcelas divididas (Steel y Torrie, 1992; Montgomery, 2024; SAS Institute Inc., 2013); el porcentaje del prendimiento y/o supervivencia sobre el número total de semillas sembradas y altura de planta se analizó con el modelo lineal mixto, también con la estructura del diseño completamente al azar y parcelas divididas. La ecuación para estas dos variables es: $y_{ijk} = \mu + \alpha_i + \varepsilon_{ij} + \theta_k + \alpha\theta_{ik} + \varepsilon_{ijk}$ donde: i: 1, 2, ... a de sustrato de conservación k: 1, 2, ... b de tiempo de conservación en días j: 1, 2, ... r de replica y_{ij}: Altura de planta de la unidad experimental ubicada en la j-esima replica que recibe el i-esimo sustrato de almacenamiento y k-esimo tiempo de conservación. μ: Media común. α_i: Efecto fijo del i-esimo sustrato de conservación. ε_{ij}: Efecto aleatorio de la interacción del i-esimo sustrato de conservación y j-esima replica. θ_k: Efecto fijo del k-esimo tiempo de conservación. $\alpha\theta_{ik}$: Efecto fijo de la interacción del i-esimo sustrato de conservación y k-esimo tiempo de conservación. ε_{ijk}: Efecto aleatorio del residuo $\sim DNII(0, \sigma_e^2)$ Los niveles de ambos factores fueron discriminados con promedios por mínimos cuadrados y la distribución de t de Student a P: 0.05.												
Resultados obtenidos	Germinación. En la Tabla 3, la conservación de semillas entre días fue no significativo a P: 0.05 sobre la germinación de las semillas; entre tanto entre sustratos presentó diferencias significativas a P: 0.01 y la interacción días*sustratos fue significativo a P: 0.05 es decir que los sustratos tienen efectos diferenciados dentro cada día referidos a la germinación de las semillas. Tabla 1. Pruebas de efectos fijos para el porcentaje de germinación. <table><tr><th rowspan="2">Efecto</th><th colspan="2">Grados de libertad</th><th rowspan="2">F-Valor</th><th rowspan="2">Pr > F</th></tr><tr><th>Numerador</th><th>Denominador</th></tr><tr><td>Días</td><td>3</td><td>12</td><td>1.76 ns</td><td>0.2082</td></tr></table>	Efecto	Grados de libertad		F-Valor	Pr > F	Numerador	Denominador	Días	3	12	1.76 ns	0.2082
Efecto	Grados de libertad		F-Valor	Pr > F									
	Numerador	Denominador											
Días	3	12	1.76 ns	0.2082									

Sustratos	3	36	5.57 **	0.0030
Días*Sustratos	9	36	2.59 *	0.0206

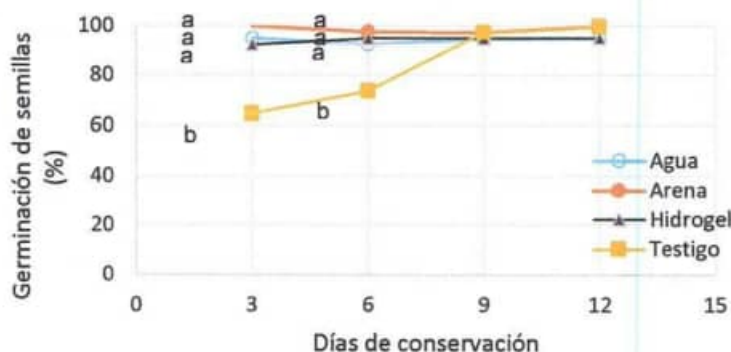
ns: No significativo a P: 0.05

** : Significativo P: 0.01

* : Significativo P: 0.05

La germinación de semillas (Figura 2) presento diferencias significativas a P: 0.05 entre os sustratos frente al testigo, en semillas conservadas a 3 y 6 días, respectivamente.

Figura 1. Efecto de los días de conservación de semillas y sustrato sobre la germinación de semillas de copoazú.



Porcentaje de prendimiento y/o supervivencia a la última evaluación.

El porcentaje de prendimiento y/o supervivencia de plantas evaluadas a 37 días después del trasplante, según la Tabla 4, el efecto de días de conservación de semillas presentó diferencias a P: 0.01, el efecto de los sustratos también presento diferencias a P: 0.01 y nótese la interacción días de conservación * sustrato fue significativo a P: 0.01, es decir que los niveles de los sustratos presento un efecto diferenciado dentro días de conservación de semillas.

Tabla 2. Pruebas de efectos fijos para el porcentaje de emergencia y/o supervivencia.

Efecto	Grados de libertad		F-Valor	Pr > F
	Numerador	Denominador		
Días	3	48	59.41 **	<.0001
Sustratos	3	48	40.68 **	<.0001
Días*Sustratos	9	48	9.79 **	<.0001

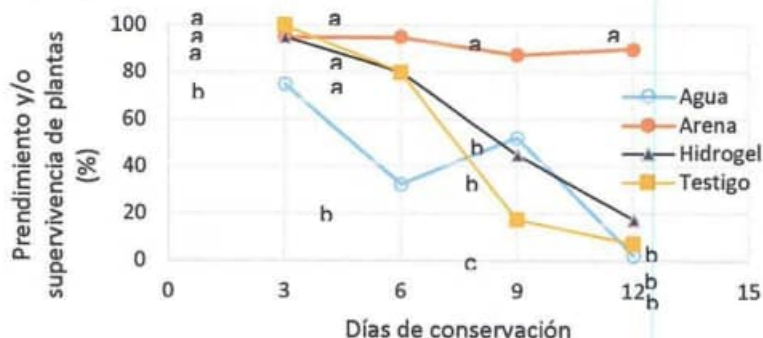
** : Significativo a P: 0.01

En la Figura 3, el prendimiento y/o supervivencia de plantas presento diferencias en semillas conservadas durante tres días, donde el sustrato Agua presento menor frente a las otras (arena, hidrogel y testigo) a P: 0.05; este comportamiento también se observó en semillas conservadas durante seis días; respecto a semillas conservadas durante 9 días el sustrato arena presento mayor valor de prendimiento y/o supervivencia de plantas a P: 0.05 frente a las semillas conservadas en agua e hidrogel; éstas a su vez también



registraron valor mayor de prendimiento de plantas vs., el sustrato testigo; y cuando las semillas conservadas por el tiempo de 12 días el sustrato arena presento mayo prendimiento y/o supervivencia de plantas y se diferencia a los sustratos agua, hidrogel y testigo a $P: 0.05$. La conservación de semillas de copoazu en arena puede realizarse durante 12 días con la ventaja de mantener su viabilidad de semilla próximas al 90% Figura 3. La conservación de semillas en sustrato agua y testigo puede mantener la viabilidad de las semillas próximas al 80 %.

Figura 2. Efecto de días de conservación de semillas de copoazú y sustrato sobre la emergencia y/o supervivencia de las plantas en la 5ta evaluación.



Medias por efecto de sustrato con la misma letra carecen de diferencia significativa a $P: 0.05$ dentro días de conservación, en base a la distribución de t de Student.

Determinación de la altura a la última evaluación.

En la Tabla 5, el efecto de los días de conservación de semillas presento diferencias significativa a $P: 0.01$ sobre la altura de planta evaluados a 37 días después del trasplante; también el efecto de sustrato presento diferencias a $P: 0.01$ sobre la altura de planta; y respecto a la interacción entre los días de conservación y sustratos registro significación estadística a $P: 0.01$, traduciéndose que los sustratos tienen efecto diferenciado dentro días de conservación sobre la altura de planta.

Tabla 3. Pruebas de efectos fijos para la altura de las plantas de copoazú

Efecto	Grados de libertad		F-Valor	Pr > F
	Numerador	Denominador		
Días	3	10.3	11.07 **	0.0015
Sustratos	3	30.3	28.07 **	<.0001
Días*Sustratos	9	29.5	5.49 **	0.0002

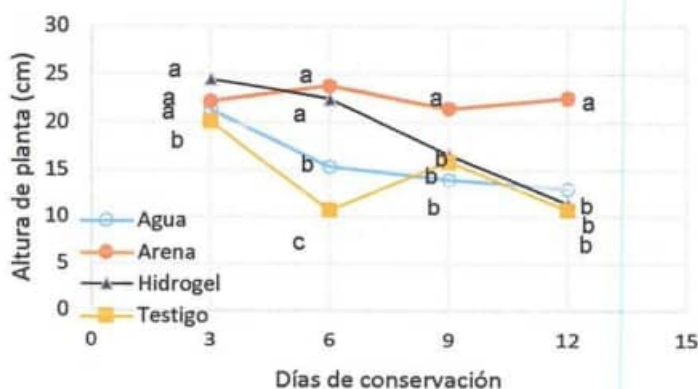
** : Significativo a $P: 0.01$

En la Figura 4, las semillas que fueron conservados durante tres días, los sustratos presentaron diferencias a $P: 0.05$, en ella las diferencias se observaron entre Hidrogel vs Testigo y las otras Arena y Agua fueron intermedios en la altura de planta; las semillas conservadas durante seis



días los sustratos Arena e Hidrogel presentaron mayor altura de planta además se diferencia de sustrato Agua y esta a su vez del Testigo a $P: 0.05$; entre tanto las semillas conservadas durante nueve días se observó mayor altura de planta en el sustrato Arena frente a las de Agua, Hidrogel y Testigo a $P: 0.05$; y en la última evaluación las semillas conservadas por 12 días también presentó el mismo comportamiento donde en el sustrato Arena generaron plantas con mayor altura (próximas a 22.6 cm) frente a las de Agua, Hidrogel y Testigo. Estos resultados sugieren para una conservación hasta 12 días tendrán plantas con mayor. Este resultado se debe probablemente a la circulación de aire y cierta humedad que permiten a la semilla disminuir su actividad fisiológica, frente a los sustratos Hidrogel, Agua y Testigo.

Figura 3. Efecto de días de conservación de semillas de copoazú y sustrato sobre la altura de planta en la 5ta evaluación.



Medias por efecto de sustrato con la misma letra carecen de diferencia significativa a $P: 0.05$ dentro días de conservación, en base a la distribución de t de Student.

Conclusiones y recomendaciones

Se ha observado a semillas conservadas hasta 12 días en sustrato de Arena poseen mayor porcentaje de germinación (próximo al 100%), prendimiento y/o supervivencia (próximas al 90%) y altura de planta cerca de 22.6 cm. Con los sustratos Hidrogel, Agua y Testigo presentaron valores muy inferiores.

Se recomienda el uso de arena como sustrato para conservación hasta 12 días, al haber obtenido elevados porcentajes de germinación y éxito de trasplante en todos los tiempos, demostrando que el copoazú puede ser producido con mayor éxito con el uso de este sustrato durante su conservación.

El uso de agua e hidrogel como tratamientos de conservación de semilla requieren que los trasplantes se hagan en el menor tiempo posible (tres días) para asegurar el éxito en el prendimiento de los plantines.

El copoazú es una especie con mucho potencial como alternativa para la generación de recursos económicos para las familias en su área de



	distribución, por lo que se recomienda socializar estos resultados en las zonas productoras, además continuar con más estudios que permitan optimizar los métodos de producción
Bibliografía y/o páginas web consultadas	MONTGOMERY. (2004). Diseño y análisis de experimentos. México D. F.: Limusa Wiley. SAS Institute Inc. (2013). SAS® STAT Guide 9.2. Help and documentation. NCary USA.
RESPONSABLE DE LA INFORMACION	
Nombre de la entidad	Instituto Nacional de Innovación Agropecuaria y Forestal – INIAF
Correo electrónico	contacto@iniaf.gob.bo
Teléfono	(591-2) - 22124404 – 2 2124411
Página web	https://www.iniaf.gob.bo/webiniaf/
Dirección	Calle Cañada Strongest, Esquina Otero de la Vega, N° 1573/ Zona San Pedro Centro
Nombre del investigador o responsable de la información	Ing. José Martínez Humerez
Nombre del programa y/o proyecto	Programa: Nacional de apoyo a la producción y recolección de frutos amazónicos (castaña, asai, copoazú y majo) Proyecto: Generación de tecnologías de producción para el aprovechamiento efectivo de los frutos amazónicos (castaña, asai, copoazú y majo)
Fecha de envío	19 de agosto 2024



Memoria fotográfica



Frutos de copoazú colectados para la
obtención de semillas, procesamiento de
semillas y preparación de los sustratos
para conservación



Tratamientos de conservación de semillas en diferentes sustratos para la
conservación de semillas manteniendo la viabilidad a diferentes tiempos





Semillas almacenadas
durante 3 días en arena e
hidrogel para su
conservación



Semillas de copoazú en los
diferentes sustratos de
conservación a seis días de
iniciado el ensayo



Semillas almacenadas
durante 9 días en los
diferentes sustratos de
conservación



Semilla conservada en arena a
los 12 días de iniciado el ensayo



Siembra de semilla conservadas
durante 3 días.



Siembra de las semillas de copoazú en tubetes, luego de la conservación en diferentes tratamientos, a diferentes tiempos



Desarrollo de plantas a partir de semillas conservadas en diferentes tratamientos de conservación en los cuatro sustratos evaluados en 3 -6 -9 y 12 días de conservación

Im. Heron Calumay Cacho
RESPONSABLE PROYECTO
FRUTOS AMAZONICOS
INIAP - MORYT

**FICHA DE SISTEMATIZACION DE TECNOLOGIAS GENERADAS POR EL PROYECTO DE
FRUTOS AMAZÓNICOS - INIAF**

Título	Evaluación de tres inductores para la floración en plantaciones de copoazú (<i>Theobroma grandiflorum</i>), en la Comunidad Empresiña del Municipio Filadelfia, Departamento Pando.
Palabras Clave	Inducción Floral,
Departamento en el que se aplica la Tecnología	Pando
DESCRIPCION DETALLADA DE LA TECNOLOGIA	
Introducción	El proceso de la floración copoazú (<i>Theobroma grandiflorum</i>) depende de la integración armónica de varios factores, cada uno de ellos indispensable, aunque por si solos incapaces de lograrla. La floración es un proceso complejo, multifactorial, por lo que la inducción floral está regulada claramente por diferentes señales endógenas y ambientales que, en conjunto, causan la floración en un tiempo apropiado. Hasta ahora no hay certeza de si los reguladores de crecimiento, o fitohormonas, actúan directamente en la transición de la fase vegetativa hacia la reproductiva. Este cambio en el interior del meristemo apical se atribuye a una consecuencia de las variaciones en la distribución de los nutrientes (Fischer G. 2012). La inducción floral es el proceso mediante el cual las yemas de los frutales, originalmente vegetativas, sufren cambios metabólicos que las preparan para transformarse en yemas florales. El proceso que sigue a la inducción floral se conoce como diferenciación floral y corresponde a la manifestación externa de este proceso. En la mayoría de los frutales las yemas vegetativas son más pequeñas y puntiagudas que las florales, siendo estas últimas más voluminosas (Yuri et al., 2002). La temperatura y la exposición a la luz juegan un papel crucial en el proceso de floración. La temperatura afecta directamente a la fase de inducción floral en el copoazú. Rangos específicos de temperaturas óptimas pueden desencadenar la floración en esta planta. Tanto las temperaturas demasiado altas como demasiado bajas pueden afectar negativamente el proceso de inducción floral. La luz, es otro factor que regula la floración del copoazú, el fotoperiodo y la intensidad de luz pueden influir en la iniciación y el desarrollo de las flores en la planta (Silva. M.).
Objetivo general	Evaluar tres inductores para la floración en plantaciones jóvenes de copoazú (<i>Theobroma grandiflorum</i>), en la comunidad Empresita del municipio de Filadelfia en el departamento de Pando.

Objetivos específicos	➤ Determinar el tratamiento más aceptable para la inducción floral en plantas de copoazú por efecto de la aplicación de inductores foliares. ➤ Determinar el tratamiento favorable para la floración en plantas de copoazú por efecto de la aplicación de inductores foliares. ➤ Evaluar en plantas de copoazú la formación de frutos como resultado de la aplicación de inductores foliares.
Descripción de la tecnología desarrollada y/o validada	Se consideraba que la única forma de influir sobre la producción era cuidar particularmente el "proceso de floración" (desborre-cuajado de frutos). Sin embargo, hoy sabemos que con ello lo único que podemos lograr será aumentar el porcentaje de flores que llegan a producir frutos, pero no podemos cambiar el número de flores iniciales. Por ello ahora interesa influir sobre el número de yemas florales presentes en el árbol al iniciar el desborre. Es decir, influir sobre los procesos que llevan a la formación de yemas reproductivas (Ontivero Urquiza et al., 2022) Según Urbina, (2002), describe que, la inducción floral es el proceso que se lleva a cabo en el meristemo o los meristemos de una yema para dar lugar al inicio de la formación del primordio de una flor o de una inflorescencia. En este proceso ocurren una serie de transformaciones en la yema que la diferencian morfológicamente de una yema vegetativa. Se dice, entonces, que ha tenido lugar la iniciación floral, originándose una yema floral o fructífera. El proceso de inducción floral se divide en dos fases (Urbina, 2002): 1) Fase reversible, durante la cual si se modifican las condiciones que determinan el desarrollo del proceso no tiene lugar la iniciación floral, y la yema continúa con su carácter vegetativo. 2) Fase irreversible, durante la cual, aunque se modifiquen las condiciones, el proceso de inducción continúa dando lugar a la iniciación floral; pero puede que el desarrollo fisiológico de las partes diferenciadas sea anormal, dando origen a abortos, malformaciones y transformaciones de los órganos, como es el caso de la formación de filodias (o flores vegetativas) en peral, al transformarse total o parcialmente las partes de la flor en pequeños folíolos de color verde. Las irregularidades en la formación de los órganos de la flor no son sólo achacables a sucesos producidos durante la inducción floral, sino que, mayormente, deben atribuirse a problemas surgidos durante el proceso de diferenciación morfológica de sus órganos (Urbina, 2002). Materiales y métodos La presente investigación se realizó con la aplicación de inductores foliares en tres dosis o tratamientos y un testigo donde no se realizó ninguna aplicación.

Tabla 1. Materiales e insumos empleados.

Materiales de gabinete	Equipos	Instrumental de laboratorio	Inductores foliares	Material vegetal
Hojas boom	Cámara	Recipientes de	Algamin	Plantas de
Marcador indeleble	fotográfica.	plástico	Master Zinc	copoazú de 4 a
Lápiz	Balanza digital.	Vaso de precipitación de 25 cc	Aminocal	5 años
Bolígrafos	Computadora	Guantes		
Etiquetas	Impresora	desechables		
Tablero	Instrumentos y equipos para			
Toallas desechables	labores culturales			
Planillas de evaluación				

Fuente: Elaboración propia

Metodología

- Se ubicaron e identificaron plantas de copoazú de 4 a 5 años, en las cuales se aplicaron los tratamientos.
- Se planificó el momento adecuado para la aplicación foliar, preferiblemente durante se eligió la etapa de prefloración o inicio del desarrollo de las yemas florales.
- Se preparó la solución en las concentraciones indicadas para cada tratamiento.
- Se vertió la solución en la moto fumigadora.
- Se aplicó en la planta de manera uniforme, teniendo el cuidado de cubrir completamente la superficie de las hojas, evitando la sobre aplicación dado que los niveles excesivos de inductores foliares pueden ser perjudiciales para las plantas.
- Se tuvo cuidado de las condiciones adversas para la aplicación de los inductores foliares, como lluvias, altas temperaturas y ventarrones.
- Se realizó manejo del cultivo, respecto a labores culturales, como ser; riego, fertilización base con macro nutrientes y micronutrientes.
- Se observó y registro cualquier cambio en la iniciación y desarrollo floral.
- La evaluación y registro de datos se realizó a los 0 días (1ra evaluación), 24 días (2da evaluación), 45 días (3ra evaluación) y 57 días (4ta evaluación), para determinar la eficacia de la aplicación foliar en la inducción floral.

**Diseños
experimentales
aplicados**

Se aplicaron cuatro tratamientos (uno testigo), tres aplicaciones por tratamiento, y cuatro evaluaciones. Dichas unidades experimentales tuvieron una distribución en diseño de bloques al azar.

Tratamientos

Se realizó 4 bloques, 4 tratamientos, 4 réplicas, 4 unidades experimentales por réplica, 1 unidad experimental constó de 12 árboles, los tratamientos se distribuyeron al azar

Tabla 2. Tratamientos y su dosificación.

Tratamientos	Descripción
T1	ALGAMIN: 100 cc / 20 litros de agua
T2	MASTER ZINC: 60 cc / 20 litros de agua
T3	AMINOCAL: 80 cc / 20 litros de agua
T4	Testigo – Sin tratamiento

Unidad experimental

La unidad experimental está compuesta por 12 árboles.

Repeticiones

Por tratamiento se empleará 4 réplicas para cada tratamiento.

Croquis de ensayo

Bloques

I	T2	T4	T1	T3
II	T3	T1	T4	T2
III	T4	T2	T3	T1
IV	T1	T3	T2	T4

Variables de respuesta

Tabla 3. Variables de estudio y su descripción.

Nº	Variables	Abreviatura	Unidad de medida	Instrumento de medición	Etapas de evaluación	Operacionalización	Objetivos específicos
1	Plantas inducidas /Brotos	Plan. Ind.	Unidad	Conteo	0, 24, 45 y 57 días de la investigación	Se realizó el conteo del % de plantas inducidas por la aplicación de inductores foliares.	OE1
2	Floración	Flor.	Unidad	Conteo	0, 24, 45 y 57 días de la investigación	Se realizó el conteo del % de floración por la aplicación de inductores foliares.	OE2
3	Frutos	Fr.	Unidad	Conteo	0, 24, 45 y 57 días de la investigación	Se realizó el conteo del % de frutos por la aplicación de inductores foliares.	OE3

Fuente: Elaboración propia



**Diseño
estadístico**

Referente al número de plantas inducidas para la floración, sobre el total de plantas tratadas por unidad experimental se procesa con el modelo lineal generalizado bajo el supuesto de distribución binomial y estructura del análisis de varianza de una clasificación (Montgomery, 2004). El número de flores por planta se procesa con los modelos lineales generalizados con el supuesto de distribución de Poisson. El número de frutos en función al número de flores será procesado con el modelo lineal generalizado bajo la distribución binomial (Montgomery, 2004; SAS Institute Inc, 2013), esta última tiene la ecuación:

$$\eta_{ij} = \text{logit} \left(\frac{\pi_{ij}}{1 - \pi_{ij}} \right) = \eta + \beta_j + \tau_i$$

donde:

η_{ij} : Valor generalizado de la ocurrencia número de frutos por planta (π_{ij}) sobre la no ocurrencia de la unidad experimental que recibe el i-esimo tratamiento y ubicada en el j-esimo bloque

η : Constante

**Resultados
obtenidos**

Porcentaje de plantas inducidas en la floración por efecto de la aplicación de inductores foliares

Se realizaron 4 evaluaciones y 3 aplicaciones de inductores foliares, la primera evaluación y aplicación se realizó el día 0 (cero), la segunda evaluación y aplicación el día 24, la tercera evaluación y aplicación el día 45, la cuarta y última evaluación se realizó el día 57 desde la primera evaluación, en la Figura 2, se presenta el porcentaje de medias de las plantas inducidas en la floración por día de evaluación (4 evaluaciones).

Figura 1. Porcentaje de medias de plantas inducidas por día de evaluación.



En la Tabla 8 de ANOVA de la variable Porcentaje de plantas inducidas en la floración por efecto de tres inductores foliares, el valor estadístico de contraste de igualdad de medias la $F = 38,091$ calcula un p-valor de **0,000**.



menor que el nivel de significación del 5%, demostrando que es estadísticamente significativo las medias de las plantas inducidas, en este sentido, observamos que la eficacia de este diseño depende de los efectos de los bloques. Un valor grande de F de los bloques (38,091) implica que el factor tiene un efecto grande. En este caso, el cuadrado medio entre bloques es grande (7095,269), el término residual es mucho menor (186,273) y el contraste principal de las medias de los tratamientos es más sensible a las diferencias entre tratamientos (T1, T2, T3 y T4). Por lo tanto, la inclusión del factor bloque es el modelo es acertada. Asimismo, el porcentaje de plantas inducidas en la floración depende de los bloques.

También en la Tabla 8, observamos el valor del estadístico de contraste de igualdad de tratamientos es de $F=5,135$, dando un P-valor de 0,002, menor que el nivel de significación del 5%, por lo que se aprecia que es estadísticamente significativo entre los tratamientos, lo que incide directamente en el porcentaje de plantas inducidas en la floración entre los tratamientos.

Asimismo, al final de la tabla de ANOVA observamos una R al cuadrado de 0,412, indicándonos que el modelo explica el 41,2% de la variabilidad de los datos.

Tabla 4. Análisis de varianza de la variable Porcentaje de plantas inducidas en la floración con cuatro tratamientos (inductores foliares).

Origen	Tipo III de suma de cuadrados	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Modelo corregido	24155,490 ^a	6	4025,915	21,613	,000
Intersección	117166,922	1	117166,922	629,005	,000
Tratamientos	2869,682	3	956,561	5,135	,002
Bloques	21285,807	3	7095,269	38,091	,000
Error	34460,589	185	186,273		
Total	175783,000	192			
Total corregido	58616,078	191			

a. R al cuadrado = ,412 (R al cuadrado ajustada = ,393)

Fuente: Elaboración propia con datos de campo

Para el análisis de los tratamientos, se realizó el ANOVA de un factor, el cual podemos observar en la Tabla 9, una $F=3,226$ con un P-valor de 0,024, siendo menor que el nivel de significación del 5% ($p=0,05$), por lo que se menciona que es estadísticamente significativo los tratamientos para la variable de porcentaje de plantas inducidas en la floración del copoazú, resultados que se respaldan con los datos de la Tabla 10 y Figura 3.

Tabla 5. ANOVA de un factor de la variable porcentaje de plantas inducidas en la floración entre los tratamientos.

	Suma de cuadrados	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Entre grupos	2869,682	3	956,561	3,226	,024
Dentro de grupos	55746,396	188	296,523		
Total	58616,078	191			

Fuente: Elaboración propia con datos de campo



De acuerdo a la prueba de Duncan, se obtuvo los resultados de la Tabla 10 y Figura 3, de subconjuntos homogéneos para el porcentaje de plantas inducidas en la floración en los diferentes tratamientos en la Tabla 10, se observa 2 columnas, la primera columna se encuentra la media del T4 (Testigo), siendo el tratamiento con el menor porcentaje de plantas inducidas en la floración (18,54%), asimismo, la segunda columna agrupa a los tratamientos T2, T3 y T1, con un *p*-valor de 0,161, apreciándose que no existen diferencias significativas entre los tratamientos, siendo el T1 con el mayor porcentaje de plantas inducidas en la floración (29,13%).

Tabla 6. Análisis de la prueba de Duncan de la variable porcentaje de plantas inducidas en la floración entre tratamientos.

Tratamientos	N	Subconjunto	
		1	2
T4	48	18,54	
T2	48		24,96
T3	48		26,19
T1	48		29,13
Sig.		1,000	,161

Se visualizan las medias para los grupos en los subconjuntos homogéneos.

Se basa en las medias observadas.

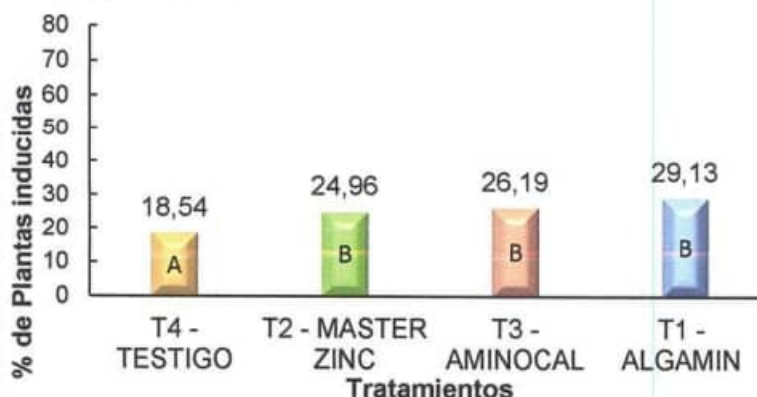
Se basa en las medias observadas

a. Utiliza el tamaño de la muestra de la media armónica = 48,000

b. Alfa = ,05

Fuente: Elaboración propia con datos de campo

Figura 2. Comparación de medias de Duncan del porcentaje de plantas inducidas en la floración entre los tratamientos.



Respecto al análisis del porcentaje de plantas inducidas en la floración entre Bloques, se realizó el ANOVA de un factor, el cual podemos observar en la Tabla 11, una $F=35,733$ con un P-valor de 0,000, siendo menor que el nivel de significación del 5%, evidenciando que existen diferencias significativas entre los bloques del diseño, resultados que se respaldan con los datos de la Tabla 12 y Figura 4.

Tabla 7. ANOVA de un factor de la variable porcentaje de plantas inducidas en la floración entre bloques.



	Suma de cuadrados	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Entre grupos	21285,807	3	7095,269	35,733	,000
Dentro de grupos	37330,271	188	198,565		
Total	58616,078	191			

Fuente: Elaboración propia con datos de campo

En la Tabla 12 y Figura 4, se observa que la prueba de Duncan ha agrupado el porcentaje de plantas inducidas en la floración entre los bloques en tres columnas, en la primera columna se aprecia la media del Bloque 1, con un valor de 7,00, en la segunda columna agrupa a los bloques 4 y 2 (P-valor de 0,079, no existen diferencias significativas entre ellos), en la tercera y última columna, se encuentran agrupados los bloques 2 y 3 (P-valor de ,465, no existen diferencias entre ellos). Asimismo, observamos que el Bloque 3, presenta el mayor valor del porcentaje de plantas inducidas en la floración con el 33,66%, y el Bloque 1, con un porcentaje de plantas inducidas en la floración del 7%.

Tabla 8. Análisis de la prueba de Duncan de la variable porcentaje de plantas inducidas en la floración entre bloques.

Bloques	N	Subconjunto		
		1	2	3
1	48	7,00		
4	48		26,65	
2	48		31,56	
3	48			31,56
				33,60
Sig.		1,000	,079	,465

Se visualizan las medias para los grupos en los subconjuntos homogéneos.

Se basa en las medias observadas.

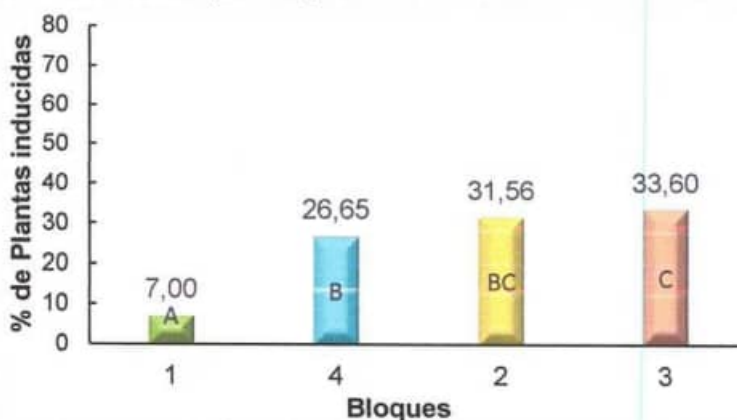
El término de error es la media cuadrática (Error) = 186,273.

a. Utiliza el tamaño de la muestra de la media armónica = 48,000.

b. Alfa = ,05.

Fuente: Elaboración propia con datos de campo

Figura 3. Comparación de medias Duncan del porcentaje de plantas inducidas en la floración por Bloques.



Con base al análisis realizado para determinar el porcentaje de plantas inducidas en la floración por efecto de la aplicación de inductores foliares, el tratamiento que tuvo la mejor respuesta fue; el T1 (Algamin) con un porcentaje del 29,13%, cabe mencionar que entre los tratamientos T2



(Master Zinc), T3 (Aminocal) y T1 (Algamin), con porcentajes de plantas inducidas en la floración de 24,96%, 26,19% y 29,13% respectivamente, estadísticamente no presentan diferencias significativas entre ellos y el tratamiento con menor porcentaje de plantas inducidas fue el tratamiento T4 (Testigo), con un porcentaje de plantas inducidas de 18,54%.

El Bloque 3 tienen un porcentaje de plantas inducidas de 33,6%, también mencionar que de acuerdo a la Figura 2, se puede apreciar que el día 45 (3ra evaluación) con un 34%, se registró el porcentaje más favorable de plantas inducidas durante las cuatro evaluaciones.

Los resultados obtenidos, coincide con lo mencionado por Urbina, 2002, respecto a; la aplicación de fitorreguladores ha puesto de manifiesto su gran influencia en la inducción floral, al modificar el equilibrio endógeno de la planta.

También los resultados respecto a porcentaje de inducción floral, constata lo mencionado por Muñoz, 2022, respecto a los bioestimulantes o inductores para la floración en los cultivos están compuestos por hormonas vegetales, indispensables para el desarrollo de los cultivos, los cuales deben ser utilizados durante las primeras semanas que se produzca la floración, debido al impulso que se debe dar a la plantaciones de mango para que la planta cree sus flores (Muñoz, 2022).

Porcentaje de floración de las plantas de copoazú por efecto de la aplicación de inductores foliares

En la Tabla 13, observamos una Desviación estándar de 8,26, Media de 6,1, un **CV = 0,090 (9.04%)**, valor se encuentra distante del valor 1, considerando que la distribución de Poisson asume una proporción de 1 para la media y la CV, en este sentido, se tiene un caso de sobre dispersión, lo cual afecta al modelo

Tabla 9. Información de las variables continuas (dependientes).

		N	Mínimo	Máximo	Media	Desviación estándar	CV
Variable dependiente	Floración	192	0	46	6,17	8,261	0,0904
Covariable	Plantas Inducidas	192	0	92	24,70	17,518	0,0805
	Botones	192	0	134	15,10	23,895	0,0264

Fuente: Elaboración propia con datos de campo

En la Tabla 14, se observa en la columna de Valor/gi, valores de 5,324 y 5,796 de Desvianza y Chi-cuadrado de Pearson respectivamente, ambos valores deberían ser cercanos a 1, en ambos casos son mayores a 1, lo que implica que existe una sobre dispersión, corroborando los datos de la tabla anterior (15).



Tabla 10. Bondad de ajuste.

	Valor	gl	Valor/gl
Desviación	974,289	183	5,324
Desviación escalada	183,000	183	
Chi-cuadrado de Pearson	1060,658	183	5,796
Chi-cuadrado de Pearson escalado	199,223	183	
Logaritmo de la verosimilitud ^{b,c}	-748,254		
Logaritmo de verosimilitud ajustado ^d	-140,544		
Criterio de información Akaike (AIC)	1514,509		
AIC corregido para muestras finitas (AICC)	1515,498		
Criterio de información bayesiana (BIC)	1543,826		
AIC coherente (CAIC)	1552,826		

Variable dependiente: Floración

Modelo: (Intersección), Bloques, Tratamientos, Plantas Inducidas, Botones

a. Los criterios de información están en un formato de cuanto más pequeño mejor

b. La función de logaritmo de la verosimilitud completa se visualiza y utiliza en el cálculo de los criterios de información

c. El logaritmo de la verosimilitud se basa en un parámetro de escala fijado en 1.

d. El logaritmo de la verosimilitud ajustado se basa en un parámetro de escala estimado y se utiliza en la prueba omnibus de ajuste de modelo

Fuente: Elaboración propia con datos de campo

Para constatar la significatividad global del modelo, se utilizó el estadístico de Razón de Verosimilitud (Prueba Omnibus), descrito en la Tabla 15, donde se observa un valor de Chi-Cuadrado de 125,449 con un p-valor de $0,000 < 0,05$, es estadísticamente significativo, lo que indica que existe una relación significativa entre las variables independientes y el resultado, es decir; el *Modelo es significativo*.

Tabla 11. Prueba omnibus.

Chi-cuadrado de razón de verosimilitud	gl	Sig.
125,449	8	,000

Variable dependiente: Floración

Modelo: (Intersección), Bloques, Tratamientos, Plantas Inducidas, Botones

a. Compara el modelo ajustado con el modelo de sólo intersección

Fuente: Elaboración propia con datos de campo

En la Tabla 16 Prueba de efectos del modelo, se analizaron las variables independientes (Bloques, tratamientos, plantas inducidas y botones-de la planta), resultado del análisis la variable independiente que es ligeramente no significativa, es Bloques, con una p-valor de $0,067 > 0,05$, siendo estadísticamente significativo, con un p-valor de 0,000, siendo menor que el nivel de significancia del 5%, las variables de tratamientos, plantas inducidas y botones, todas ellas contribuyen al modelo.



Tabla 12. Prueba de efectos del modelo.

Origen	Tipo III		
	Chi-cuadrado de	gl	Sig.
(Intersección)	45,598	1	,000
Bloques	7,154	3	,067
Tratamientos	20,538	3	,000
Plantas Inducidas	14,035	1	,000
Botones	67,279	1	,000

Variable dependiente: Floración

Modelo: (Intersección), Bloques, Tratamientos, Plantas Inducidas, Botones

Fuente: Elaboración propia con datos de campo

La Tabla 17, de estimaciones de parámetros, representa el resumen del efecto de cada predictor (Bloques, tratamientos, plantas inducidas y botones) variables consideradas en el presente análisis, en la presente tabla, interesa observar las estimaciones de los coeficientes, como es la columna de **B** y los valores exponenciales de los coeficientes, la cual es la columna Exp (B), más el nivel de significancia (Sig.).

En la columna **B**, respecto a las estimaciones de los coeficientes, los signos reflejan la importancia del efecto de las variables predictoras en el modelo, en la tala observamos que las variables Bloques, plantas inducidas y botones, tienen valores positivos, lo que significa que tienen una relación positiva, estas variables respecto a la variable dependiente de *Floración*.

En la columna de Sig., observamos que el Bloque 2, Tratamientos 1, 2 y 3, plantas inducidas y botones, tienen p-valor menores que el nivel de significancia del 5%.

Tabla 13. Estimaciones de parámetros de las variables del modelo.

Parámetro	B	95% de intervalo de confianza de Wald		Contraste de hipótesis			Exp (B)
		Inferior	Superior	Chi-cuadrado de		Sig.	
				Wald	gl		
(Intersección)	1,297	,917	1,677	44,746	1	,000	3,659
[Bloques=1]	,145	-,352	,642	,325	1	,568	1,156
[Bloques=2]	,426	,054	,798	5,049	1	,025	1,532
[Bloques=3]	,014	-,362	,389	,005	1	,943	1,014
[Bloques=4]	0 ^a	.	.	.	.	.	1
[Tratamientos=1]	-,486	-,849	-,122	6,845	1	,009	,615
[Tratamientos=2]	-,680	-1,059	-,301	12,367	1	,000	,507
[Tratamientos=3]	-,779	-1,161	-,397	15,942	1	,000	,459
[Tratamientos=4]	0 ^a	.	.	.	.	.	1
Plantas Inducidas	,016	,007	,024	14,035	1	,000	1,016
Botones	,016	,012	,020	67,279	1	,000	1,016
(Escala)	5,324 ^b						

Variable dependiente: Floración

Modelo: (Intersección), Bloques, Tratamientos, Plantas Inducidas, Botones

Definido en cero porque este parámetro es redundante

b. Se calcula basándose en la desviación.

Fuente: Elaboración propia con datos de campo.



En la columna de los valores exponenciales de los coeficientes Exp (B) de la Tabla 17, la misma equivale al riesgo relativo sobre la variable dependiente Floración, asociadas principalmente al valor Exp (B) de 1 (distribución de Poisson), se aprecia que el valor exponencial de los tratamientos es 1, y tiene valores estadísticamente significativos (Sig.), es así que se procedió a analizar la probabilidad de Floración de los tratamientos 2 y 3; para ello se lo realizó de la siguiente manera:

- Exp (B) del tratamiento 4 – T2: $1 - 0,507 = 0,493$ (49,3%)
- Exp (B) del tratamiento 4 – T3: $1 - 0,459 = 0,541$ (54,1%).

En este sentido, interpretamos que los tratamientos T2 y T3, tienen una probabilidad de porcentaje de floración de las plantas de copoazú por efecto de la aplicación de inductores foliares del 49,3% y 54,1% respectivamente.

Con base a los resultados obtenidos de acuerdo al análisis realizado de modelos lineales generalizados con el supuesto de distribución de Poisson, para el porcentaje de floración de plantas de copoazú (*Theobroma grandiflorum*), se determinó porcentajes de 49,3% y 54,1% para los tratamientos T2 y T3 respectivamente, lo que concuerda con lo citado por Urbina, 2002, el cual menciona que; se dice que una planta está en floración cuando tiene alguna flor abierta. Se establece que el inicio de la floración ocurre cuando hay un 2-5% de flores abiertas. Cuando la planta tiene abiertas más del 50% de sus flores se dice que está en plena floración, durando esta fase hasta que comienzan a caer significativamente los pétalos. Asimismo, se dice que la floración ha finalizado cuando, prácticamente, han abierto todas las flores (95-98%) y más del 90% de flores tienen ya los pétalos caídos.

Así mismo, existen factores que limitan la eficacia de un tratamiento entre los que se encuentran características de la especie, según Mata & Mosqueda, (1998), si la planta esta predispuesta a formar brotes vegetativos y se aplica nitrato, de potasio los brotes serán vegetativos. En los árboles de mango se presentan 1, 2, 3 o más etapas de crecimiento por año (flujos vegetativos) cuya emisión es variable dentro de cada plantación e incluso entre ramas del mismo árbol, condiciones ambientales, época de aplicación de los productos que están relacionados con las distintas respuestas de los árboles de mango a dichos tratamientos (González, 2004).

Porcentaje de plantas inducidas con formación de frutos

En el ANOVA de la Tabla 18, observamos el valor del estadístico de contraste de igualdad de tratamientos de $F=18,050$, con una de P-valor de 0,000, menor que el nivel de significación del 5%, lo que denota que es estadísticamente entre los diferentes tratamientos, lo incide directamente en el valor del porcentaje de plantas con formación de frutos por efecto de los bloques. Un valor grande de F de los bloques (18,050) implica que el factor tiene un efecto grande. En este caso, el cuadrado medio entre bloques es de 22,919, y el término residual es de 1,263,



resultando en el contraste principal de las medias de los tratamientos, es sensible a las diferencias entre tratamientos (T1, T2, T3 y T4).

Igualmente observamos en la Tabla 18, una $F=2,303$, con un P-valor de 0,078, mayor que el nivel de significación del 5%, es estadísticamente no significativo, por lo que se aprecia que no existen diferencias significativas entre los tratamientos. También podemos observar una R al cuadrado de 0,248, detallando que el modelo explica el 24,8% de la variabilidad de los datos.

Tabla 14. Análisis de varianza de la variable porcentaje de plantas con formación de frutos con cuatro tratamientos (inductores foliares).

Origen	Tipo III de suma de cuadrados	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Modelo corregido	77,500 ^a	6	12,917	10,177	,000
Intersección	67,688	1	67,688	53,328	,000
Tratamientos	8,771	3	2,924	2,303	,078
Bloques	68,729	3	22,910	18,050	,000
Error	234,813	185	1,269		
Total	380,000	192			
Total corregido	312,312	191			

a. R al cuadrado = ,248 (R al cuadrado ajustada = ,224)

Fuente: Elaboración propia con datos de campo

En la Tabla 19 y Figura 5, apreciamos el resultado de la prueba de Duncan, en la Tabla 19, se observan 2 columnas, en la primera agrupa las medias de los tratamientos T2, T4 y T1, con un P-valor de 0,235, es estadísticamente no significativo, denotando que no existen diferencias significativas entre las medias de los tratamientos, y en la segunda columna, agrupa las medias de los tratamientos T4, T1 y T3, con un P-valor de 0,60, ellos, asimismo, el tratamiento con la mayor media del porcentaje de plantas con formación de frutos es el T3 (0,92) y el tratamiento T2 (0,35) con la media de menor porcentaje de plantas con formación de frutos entre los cuatro tratamientos.

Tabla 15. Análisis de la prueba de Duncan de la variable porcentaje de plantas con formación de frutos entre tratamientos.

Tratamientos	N	Subconjunto	
		1	2
2	48	,35	
4	48	,46	,46
1	48	,65	,65
3	48		,92
Sig.		,235	,060

Se visualizan las medias para los grupos en los subconjuntos homogéneos.

Se basa en las medias observadas.

El término de error es la media cuadrática (Error) = 1,269.

a. Utiliza el tamaño de la muestra de la media armónica = 48,000.

b. Alfa = ,05.

Fuente: Elaboración propia con datos de campo



Figura 4. Comparación de medias de Duncan del porcentaje de plantas inducidas con formación de frutos por tratamientos.



En la Tabla 20 y Figura 6, se observa que la prueba de Duncan ha agrupado el porcentaje de plantas con formación de frutos entre los bloques en dos columnas, en la primera columna de Bloque 1 y 2, con un valor de 0,00, en la segunda columna agrupa a los bloques 3 y 4 (P-valor de 0,366, no existen diferencias significativas entre ellos). Asimismo, observamos que el Bloque 4, presenta un porcentaje de plantas con formación de frutos de 1,29 entre los Bloques.

Tabla 16. Análisis de la prueba de Duncan de la variable porcentaje de plantas con formación de frutos entre los diferentes Bloques.

Bloques	N	Subconjunto	
		1	2
1	48	,00	
2	48	,00	
3	48		1,08
4	48		1,29
Sig.		1,000	,366

Se visualizan las medias para los grupos en los subconjuntos homogéneos.

Se basa en las medias observadas.

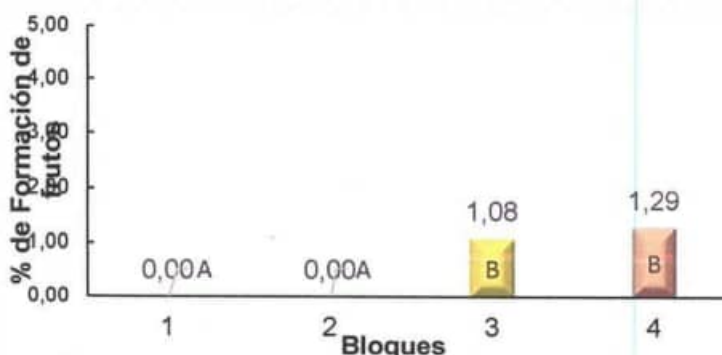
El término de error es la media cuadrática (Error) = 1,269.

a. Utiliza el tamaño de la muestra de la media armónica = 48,000.

b. Alfa = ,05.

Fuente: Elaboración propia con datos de campo

Figura 5. Comparación de medias Duncan del porcentaje de plantas con formación de frutos por Bloques.





	Los resultados del análisis de la variable del porcentaje de plantas inducidas con formación de frutos de las plantas de copoazú por efecto de la aplicación de inductores foliares, fueron los siguientes: • Los tratamientos T3 y T1, obtuvieron 0,92% y 0,65% respectivamente. • Los Bloques 3 y 4, obtuvieron 1,08% y 1,29% respectivamente. Los resultados obtenidos en la presente investigación, coinciden con lo descrito por los investigadores Urano C. et al., 1999, el cual describe que, el copoazú presenta una gran abundancia de flores, pero con bajo rendimiento de frutos. Solamente el 0,16% a 1,08% de las flores se transforma en frutos maduros (Falcão & Lleras, 1983; Silva, 1996), aun cuando algunos clones presentan una mayor tasa de conversión de flores en frutos.
Conclusiones y recomendaciones	• Se identificó los tratamientos (inductores foliares) para la inducción floral de plantas de copoazú, dando como resultado los tratamientos T2 (Master Zinc), T3 (Aminocal) y T1 (Algamin), con porcentajes de plantas inducidas en la floración de 24,96%, 26,19% y 29,13% respectivamente, estos tratamientos estadísticamente no presentan diferencias significativas entre ellos, en este sentido, los 3 tratamientos mencionados son favorables para efectos de aplicación de inductores foliares en plantas de copoazú. • Se determinó que el tratamiento más favorable para la floración en plantas de copoazú por efecto de inductores foliares aplicados, los cuales de acuerdo a los resultados son 2; los tratamientos T2 (Master Zinc) y T3 (Aminocal) con porcentajes de 49,3% y 54,1% respectivamente, es en este sentido, se ve favorable la aplicación de los dos tratamientos analizados para efectos de floración en plantas de copoazú. • Los tratamientos (inductores foliares) identificados con buen porcentaje para la formación de frutos en plantas de copoazú son; T1 (Algamin) y T3 (Aminocal) con valores del 0,65% y 0,92% respectivamente, dado que ambos tratamientos no presentan diferencias estadísticamente significativas entre ellos, mencionar que, de acuerdo a las investigaciones analizadas, los rendimientos de frutos del copoazú son bajos, solamente el 0,16% a 1,08% de flores se transforman en frutos maduros. Se recomienda socializar en las zonas de producción de copoazú la aplicación de la inducción floral para incrementar la producción.
Bibliografía y/o páginas web consultadas	Fischer G, et al (2012) Inducción floral, floración y desarrollo del fruto. Producción de Medios. Bogota Colombia. 120 - 140 Ontivero Urquiza, M., Rivata, R., Delfino, P., Ramírez, F., Ortega, J., Mansilla, D., & Hiza, L. (2022). FRUTICULTURA: Principios fundamentales. Facultad de Ciencias Agropecuarias y Universidad Nacional de Córdoba.



	SAS Institute Inc. (2013). SAS/STAT Guide v9.4. USA. Silva, M.A., et al (s/a) Efecto de la temperatura y la luz en la inducción floral del copoazú (<i>Theobroma grandiflorum</i>). Revista de Investigación Agrícola. 10(2), 55-67. Urbina, V. (2002). La fructificación de los frutales (1ra ed., Vol. 6). Paperkite Editorial. Yuri, J. A., Lobos, G., & Lepe, V. (2002). Inducción Floral. Boletín Técnico del Centro de Pomáceas de la Universidad de Talca. Chile, 2(5), 1-4
RESPONSABLE DE LA INFORMACION	
Nombre de la entidad	Instituto Nacional de Innovación Agropecuaria y Forestal – INIAF
Correo electrónico	contacto@iniaf.gob.bo
Teléfono	(591-2) - 22124404 – 2 2124411
Página web	https://www.iniaf.gob.bo/webiniaf/
Dirección	Calle Cañada Strongest, Esquina Otero de la Vega, N° 1573/ Zona San Pedro Centro
Nombre del investigador o responsable de la información	Ing. José Martínez Humerez
Nombre del programa y/o proyecto	Programa: Nacional de apoyo a la producción y recolección de frutos amazónicos (castaña, asai, copoazú y majo) Proyecto: Generación de tecnologías de producción para el aprovechamiento efectivo de los frutos amazónicos (castaña, asai, copoazú y majo)
Fecha de envío	19 de septiembre 2024



**Memoria
fotográfica**



Equipos y productos para la inducción floral en plantas de copoazú en la comunidad Empresiña



Preparación de los inductores florales y colocado en la moto fumigadora para su posterior aplicación a las plantas marcadas.





Aplicación de
inductores
florales con el
equipo de
fumigación



Preparación
de inductores
florales para
aplicación



Marcado de
plantas por
tratamiento



Evaluación de las
plantas con los
diferentes
tratamientos.



Tercera aplicación de
inductores florales en
plantas de copoazú.



Cuarta y última
evaluación del
ensayo

**FICHA DE SISTEMATIZACION DE TECNOLOGIAS GENERADAS POR EL PROYECTO DE
FRUTOS AMAZÓNICOS - INIAF**

Título	Guía para la caracterización molecular de accesiones de Copoazú (<i>Theobroma grandiflorum</i>) del Banco de Germoplasma del Proyecto Frutos Amazónicos del INIAF
Palabras Clave	Caracterización, molecular
Departamento en el que se aplica la Tecnología	Pando
DESCRIPCION DETALLADA DE LA TECNOLOGIA	
Introducción	Este protocolo tiene por finalidad de ser un documento de referencia para el estudio de la diversidad genética en especies forestales como el copoazu a través del uso de marcadores moleculares que permiten detectar polimorfismos de ADN como son los microsatélites (SSR). Los Marcadores Moleculares son biomoléculas o segmentos de material genético que permiten detectar variación a nivel molecular. Se dice que un marcador molecular es monomórfico cuando es invariable en todos los organismos estudiados en cambio si presenta diferencia en el peso molecular, sitios de restricción, etc. entonces es polimórfico (Luque, J. et al., 2002; Vicente, M. et al., 2004). El análisis con microsatélites involucra la detección de fragmentos específicos de ADN y nos da la medida de los alelos (en pares de bases, pb) en cada una de las regiones (Aranguren, A. et al., 2004). Cuando esas regiones son amplificadas por medio de la PCR (Reacción en cadena de la polimerasa) utilizando iniciadores o primers específicos (de 18-30 pb) complementarias a las secuencias únicas que flanquean el microsatélite, usualmente, muestran niveles altos de polimorfismo como resultado de la variación en el número de unidades repetidas (Julier, B. et al., 2003; Maughan, J. et al., 2004). Los marcadores microsatélites (SSR) tienen muchas ventajas debido a que son altamente polimórficos, robustos y co-dominantes. Además, debido a su transferencia entre diferentes especies es usado en estudios de conservación genética (Moreira et al., 2012).
Objetivo general	Exponer el protocolo de aplicación de técnicas moleculares para el estudio de la diversidad genética de copoazú, mediante el uso de marcadores moleculares para detectar polimorfismos de ADN con microsatélites (SSR).
Objetivos específicos	Generar metodologías estandarizadas de técnicas moleculares aplicadas a especies forestales de la amazonia, desde la colecta del material vegetal,



	extracción de ADN y la caracterización de la diversidad genética a través de microsatélites o SSR.							
	Diseñar procedimientos estandarizados y aplicados para la caracterización molecular que permita obtener información genética de esta especie, su distribución genética, entender su frecuencia alélica y flujo de genes.							
	MATERIALES Y MÉTODOS Reactivos y equipos que se utilizan son, Ácido clorhídrico (37%), Ácido bórico, Ácido Etilen diaminotetracético (EDTA), Agarosa, Etanol 96%, Glicerol, Isopropanol, Nitrógeno líquido, Polivinilpirrolidona (PVP), Ribonucleasa (A), Syber Green, dNTPs 100 Mm (4*25 μ mol) taq ADN polimerasa, Trizma base, Urea, Marcador de peso molecular de 200 – 10000 pb, Marcador de peso molecular de 2000 pb. Agitador magnético, Autoclave, Balanza analítica, cámara de electroforesis Cole Parmer, Bandeja de electroforesis, Baño maría Julabo, Frezzer (-20°C), Documentador de imagen, Destilador de agua, Microcentrífuga, Thermo Scientific, Microondas wipool, pH metro de Hanna Instruments, Refrigerador Cónsul 4 ° C, Tanque para nitrógeno líquido (cap. 10 Litros) thermo Scientific, Termociclador Peq Lab, Transiluminador de rayos U.V. Photonyx.							
	Tabla 1. Lista de accesiones de copoazu							
Descripción de la tecnología desarrollada y/o validada	Nº	Nombre	Nº	Nombre	Nº	Nombre	Nº	Nombre
	1	39 CO R	29	105 CO P	57	49 CO C	18	MK-01
	2	73 CO F	30	107 CO C	58	110 CO C	19	MK-02
	3	60 CO C	31	126 CO P	59	106 CO SB	20	MK-03
	4	72 CO F	32	114 CO P	60	117 CO P	21	2-C5-C22
	5	88 CO F	33	123 CO P	61	116 CO P	22	2-C1-C23
	6	59 CO B	34	130 CO P	62	53 CO R	23	2-C3-C27
	7	64 CO F	35	115 CO P	63	142 CO PR	24	2-C4-C28
	8	84 CO F	36	112 CO BF	64	146 CO B	25	2-C5-C29
	9	61 CO C	37	113 CO BF	65	148 CO B	26	2-C5-C30
	10	65 CO C	38	118 CO C	66	150 CO C	27	2-C5-C32
	11	71 CO F	39	121 CO P	67	151 CO C	28	2-C6-C33
	12	41 CO R	40	127 CO P	68	2-C9-C2	29	2-C6-C34
	13	85 CO F	41	101 CO R	69	2-C11-C3	30	2-C6-C35
	14	62 CO C	42	44 CO C	70	C-C1-1	31	2-C7-C36
	15	12 CO F	43	60 CO B	71	2-C7-C11	32	2-C12-C40
	16	68 CO C	44	86 CO F	72	2-C7-C12	33	2- E-9
	17	67 CO C	45	45 CO C	73	2-C9-C13	34	2- E-85
	18	48 CO F	46	78 CO F	74	2-C9-C14	35	slp-so-c21
	19	30 CO F	47	20 CO F	75	2-C4-C15		
	20	125 CO R	48	24 CO F	76	2-C3-C16		
	21	119 CO C	49	122 CO P	77	2-C1-C21		



22	46 CO C	50	104 CO P	78	C9-01-A
23	97 CO CH	51	120 CO P	79	C4-01
24	51 CO C	52	109 CO C	80	C6-01
25	53 CO C	53	128 CO R	81	C9-01-B
26	50 CO C	54	108 CO C	82	C-B-E-8
27	33 CO R	55	29 CO F	83	SAUL-1
28	124 CO P	56	47 CO C	84	SAUL-2

Metodología

Una de las consideraciones más importantes en cualquier procedimiento de extracción de ADN de plantas es la técnica utilizada para colectar y preservar el tejido vegetal, este procedimiento debe realizarse de manera correcta para evitar la degradación del tejido vegetal. Esto, se debe tomar en cuenta, porque muchos de los tejidos producen metabolitos secundarios o aceites que en general interfieren con la extracción de ADN.

Colecta de material vegetal del copoazú con silica gel

El objetivo de preservar el material vegetal con gel de sílica es secar suavemente las muestras lo más rápido posible. Cuanto más rápido se sequen las muestras, mayor será la calidad del ADN que se puede extraer de ellas. Las muestras deben secarse por completo dentro de las 12–48 horas posteriores a la recolección y deben secarse en un ambiente fresco a temperatura ambiente. Al colectar el tejido vegetal para muestras genéticas, es mejor elegir hojas jóvenes (pero no las más jóvenes) y no dañadas. Las hojas jóvenes tienen una mayor densidad de células por volumen y deberían producir más ADN. Sin embargo, las hojas más jóvenes son frágiles y propensas a dañarse antes de secarse.

Los materiales para la colecta de muestras

- Tubos falcón con tapa, cónicos y sin base de 50 ml
- Pizeta con Alcohol
- Papel rolo hoja gruesa
- Tijera de hoja delgada y larga
- Envase de Tecno por
- Marcadores
- Cinta masquin de papel de 2 cm de ancho (para etiquetar en el tubo)
- Guantes de látex desechables.

Procedimiento

1. Preparación de los tubos falcón para la colecta
 - ✓ Colocar la cinta maskin de papel sobre la superficie de cada tubo (para registrar el código por muestra).
 - ✓ Depositar la silica gel en un 20% de la capacidad del tubo falcón y cerrar inmediatamente, asegurar que este bien cerrado. (para evitar que absorba humedad del medio).
 - ✓ Colocar los tubos falcón con silica gel en un envase de plastoformo.
2. Colecta de material foliar
 - ✓ Utilizar guantes, papel, tijera y alcohol.



- ✓ Seleccionar un material foliar en hoja que este entero (sin roturas en los bordes), sano (que no presente rastros de perforaciones, sequedad etc.), limpio (libre de tierra, piedrillas, etc.).
- ✓ Luego de identificada la muestra a coleccionar, utilizar la tijera previamente limpia con alcohol, para realizar el corte a nivel del peciolo, para asegurar coleccionar
- ✓ material integro sin roturas (de manera que el material coleccionado este libre de DNAsas que degradan el material genetico).
- ✓ Luego de realizar el corte, enseguida abrir el tubo falcón con silica gel, depositar la muestra coleccionada e inmediatamente tapar el tubo falcón, asegurando de que este bien cerrado.
- ✓ Para una nueva coleccion, asegurar de realizar la limpieza de la tijera y utilizar guantes.

Las muestras fueron coleccionadas del Banco de Germoplasma del Proyecto Frutos Amazónicos ubicado en Cobija, posteriormente llevados al laboratorio para ser almacenados a -20 °C.

Molida de material vegetal con Nitrógeno Liquido

Realizar la molida del material vegetal de cada accesion, con nitrógeno líquido (-196 °C) hasta obtener un polvo fino con ayuda de morteros pre-enfriados. Se transfirió rápidamente entre 70 y 100 mg de tejido molido a tubos Eppendorf debidamente etiquetados y pre enfriados, los cuales fueron almacenados a -20°C hasta el momento de realizar el proceso de extracción de ADN. (Vladez y Kahl 2000)

Extracción de ADN genómico de *Theobroma grandiflorum*

Mediante la modificación del método de Doyle & Doyle (1990).

De acuerdo a extracción de ADN mediante el protocolo CTAB 3X (Hexadecil bromuro de trimetil amonio) según Bhattacharjee *et al.*, (2004) con algunas modificaciones.

1. Adicionar 1000 µL de buffer de extracción (3% CTAB, 1.4M NaCl, 20mM EDTA, 100mM TrisHCl, 0.2% B-mercaptoetanol), precalentado a 65°C.
2. Incubar en baño maría a 65 °C por 60 minutos, mezclando por inversión cada 10 min. (para asegurar la mezcla de la muestra con el reactivo de extracción)
3. Realizar lavados con cloroformo: isoamil-alcohol (24:1) para la extracción orgánica añadiendo 800 µL y agitando por 7 min.
4. Centrifugar durante 10 minutos a 10000 rpm.
5. Recuperar 700 µL, el sobrenadante o Fase acuosa a otro tubo
6. Repetir el paso 3 y 4.
7. Retirar el sobrenadante o la fase acuosa a otro tubo.
8. Añadir isopropanol frio en 0.5 vol. al sobrenadante recuperado.
9. Dejar precipitar por 60 min, refrigerado.
10. El ADN precipitado es centrifugado por 10 minutos a 10000 rpm, para la formación del pellet de ADN.
11. Realizar lavados con etanol al 75 % y centrifugar 10 min a 10000 rpm. Rep. 2 veces.



12. Dejar secar por inversión los tubos. Finalmente, se resuspende en 100 μ L de agua estéril.
13. Ya limpio el ADN se trata con ARNasa 10 μ g/ μ L.
14. Incubar a 37°C durante 1 hora.
15. Almacenar a -20°C.

Extracción de ADN genómico de Copoazu *Theobroma grandiflorum*

1. ADN de *Theobroma grandiflorum* extraído mediante la modificación del método de Doyle & Doyle (1990).
2. De acuerdo a extracción de ADN mediante el protocolo CTAB 3X (Hexadecil bromuro de trimetil amonio) según Bhattacharjee *et al.*, (2004) con algunas modificaciones.
3. Adicionar 800 μ L de buffer de extracción (3% CTAB, 1.4M NaCl, 20mM EDTA, 100mM TrisHCl).
4. Incubar en baño maría a 65 °C por 60 minutos, mezclando por inversión cada 10 min. (para asegurar la mezcla de la muestra con el reactivo de extracción)
5. Realizar lavados con cloroformo: isoamil-alcohol (24:1) para la extracción orgánica añadiendo 800 μ L y agitando por 7 min.
6. Centrifugar durante 10 minutos a 10000 rpm.
7. Recuperar 700 μ L el sobrenadante o Fase acuosa a otro tubo
8. Repetir el paso 3 y 4.
9. Retirar el sobrenadante o la fase acuosa a otro tubo.
10. Añadir isopropanol frío en 0.5 vol al sobrenadante recuperado.
11. Dejar precipitar por 60 min, refrigerado.
12. El ADN precipitado es centrifugado por 10 minutos a 10000 rpm, para la formación del pellet de ADN.
13. Realizar lavados con etanol al 75 % y centrifugar 10 min a 10000 rpm. Rep. 2 veces.
14. Dejar secar por inversión los tubos. Finalmente, se resuspende en 100 μ L de agua estéril.
15. Ya limpio el ADN se trata con ARNasa 10 μ g/ μ L.
16. Incubar a 37°C durante 1 hora.
17. Almacenar a -20°C.



Figura. 1 Molida de Tejido foliar de Copoazu *Theobroma grandiflorum*



Figura 2. Protocolo de extracción de ADN genómico para Copoazu. Lavado con cloroformo, Centrifugación a 10000 rpm por 10 min

Electroforesis en gel de agarosa al 1% para la cuantificación del ADN

Uno de los métodos para verificar la calidad y concentración del ADN genómico extraído es el método por electroforesis en gel de agarosa al 1% y que es estimado por comparación de intensidad de bandas con un marcador de peso molecular de concentraciones conocidas.

Ensamblar la cubeta de electroforesis

- Preparar el gel de agarosa de acuerdo a la concentración y tamaño deseado.
- Calentar la mezcla de agarosa en un horno microondas, luego enfriar la solución a 60°C aproximadamente.
- Vaciar la solución a la cubeta y dejar gelificar al menos 30 min.
- Preparar tubos eppendorf con las muestras a cuantificar, deben ser mantenidos en hielo y en cada uno de ellos depositar 5 µL de agua destilada, 2 µL de ADN total de la muestra correspondiente y 1 µL de tampón de cargado.
- Una vez gelificado el gel de agarosa, colocarlo en la cámara de electroforesis con el buffer de corrida y depositar suavemente las muestras en los pocillos del gel.
- Colocar en un pocillo 2,5 µL del marcador de peso molecular de 200 - 10.000 pares de bases
- Aplicar la corriente (5V/cm) por 45 a 60 min., aproximadamente.
- Sacar cuidadosamente el gel y colocarlo sobre la fuente de luz ultravioleta.
- Fotografiar la imagen del gel, documentarla en una computadora y posteriormente interpretar los resultados. (CIMMYT, 2006 Manual).

Tabla 2. Preparación de Gel de Agarosa (cuantificación de ADN y Productos PCR).

	Gel mediano (150 ml)	Buffer de corrida
Agarosa 1% (cuantificación de ADN)	1 g	400 ml
Agarosa 1% (cuantificación de ADN)	1,5 g.	600 ml
TBE 0,5X (ml) para el gel	150	
TBE 0,5X (ml) para la cubeta	600	

• TBE 5X (1L)

- ✓ Trisma base 54 g
- ✓ EDTA×2H₂O 20 ml 0.5 M pH 8.0
- ✓ Ácido bórico 27.5 g



Figura 1. Proceso de amplificación por PCR.

Protocolo de Amplificaciones mediante PCR: Reacción en Cadena de la Polimerasa

Tabla 3. Protocolo de Reacción PCR

REACTIVOS			VOLUMEN(μL)
Buffer PPL	10x	1	5
Mg Cl ₂		25 m M	4
d NTPs		10 m M	1
Cebador FR		10 m M	5,0
Taq			0,2
H ₂ O			33,8
ADN			1

Protocolo Kit de PCR Qiagen.

Tabla 4. Lista de Marcadores SSR utilizados para Copoazu

LOCUS	SECUENCIA (5'-3')	REPETICION
mTcCIR12	TCTGACCCCAAACCTGTA ATTCCAGTTAAAGCACAT	(CATA)4N18(TG)6
mTcCIR19	CACAACCCGTGCTGATTA GTTGTTGAGGTTGTTAGGAG	(CT)28
mTcCIR21	GTCGTTGTTGATGTCGGT GGTGAGTGTGTGTTTGTCT	(TC)11N5(CA)12
mTcCIR7	ATGCGAATGACAACTGGT GCTTTCAGTCCTTTGCTT	(GA)11
mTcCIR25	CTTCGTAGTGAATGTAGGAG TTAGGTAGGTAGGGTTATCT	(CT)21
mTcCIR15	CAGCCGCCTCTTGTTAG TATTTGGGATTCTTGATG	(TC)19
mTcCIR18	GATAGCTAAGGGGATTGAGGA GGTAATTCAATCATTGAGGATA	(GA)12
mTcCIR26	GCATTCATCAATACATTC GCACTCAAAGTTCATACTAC	(TC)9C(CT)4TT(CT)11



	Análisis estadístico Se registran los diferentes alelos detectados para cada locus, con la finalidad de obtener las frecuencias alélicas poblacionales, se generará una matriz de datos binarios con el registro del estado (presente: 1 y ausente 0); A partir de estos datos se calcularon matrices de valores de similitud utilizando el coeficiente de Jaccard (1908). $J = N11 / (N11 + N10 + N01)$ N11= Número de bandas-alelos presentes en dos individuos N10= Número de bandas presentes en un individuo (i) N01= Número de bandas presentes en un individuo (j) Y emplear el método de agrupamiento UPGMA (unweighted pair group method with arithmetic mean) para generar el dendrograma. También se contabilizará el número de alelos por locus, índice de heterocigosidad y contenido de información polimórfica: Índice de Heterocigosidad Es la probabilidad de que dos alelos tomados al azar dentro de una población sean diferentes. Se define de la siguiente manera: $H = 1 - P_i^2$ Donde: P_i = Frecuencia alélica de i, para una población aleatoria Índice de Polimorfismo (PIC) El PIC es similar al valor de la heterocigosidad. Este índice evalúa la informatividad de un marcador en la población de acuerdo a las frecuencias de los alelos (Aranguren – Méndez, <i>et al.</i>, 2001). El PIC es un parámetro frecuentemente utilizado para medir la capacidad discriminativa de los loci, existen varias ecuaciones matemáticas que lo definen y en todas ellas sus valores varían siempre entre 0 (monomórfico) y 1 (altamente discriminativo), con muchos alelos con frecuencia similar. El $PIC = 1 - \left(\sum_{i=1}^n p_i^2 \right) - \left(\sum_{j=1}^n 2 p_i^2 p_j^2 \right)$ PIC se calcula mediante la siguiente fórmula de Botstein, <i>et al</i> 1980 Donde $p_1, \dots, p_n$ son las frecuencias de los n alelos. El programa NTSYSpc V.2.1 (Rohlf, 2002) se sugiere para dichos análisis estadísticos.
Resultados obtenidos	Generadas metodologías estandarizadas de técnicas moleculares aplicadas a especies forestales de la amazonia, desde la colecta del material vegetal, extracción de ADN y la caracterización de la diversidad genética a través de microsatélites o SSR.



	Procedimientos estandarizados y aplicados para la caracterización molecular que permita obtener información genética de esta especie, su distribución genética, entender su frecuencia alélica y flujo de genes.
Conclusiones y recomendaciones	✓ Se recomienda coleccionar material vegetal foliar que se encuentre seco no húmedo o mojado, para que la silica gel pueda conservar la muestra sin esta se degrade. ✓ Realizar cambios de la silica gel en los tubos falcon, en caso de ser necesario, lo cual se evidencia cuando se observa que la silica cambia de color. ✓ Este tipo de muestras tienden a fenolizarse, por lo cual tener especial cuidado al momento de molida del material con nitrógeno líquido y durante el proceso de extracción de ADN genómico. ✓ Las concentraciones mínimas de las muestras para el proceso de amplificación por PCR deben ser mayores a 5 nanogramos, para evitar problemas de amplificación por baja concentración de muestras. ✓ Se recomienda amplificar las muestras mediante PCR multiplex para aumentar el número de marcadores utilizados por sesión de amplificación, lo que reduciría el tiempo de obtención de los productos PCR. ✓ Se recomienda agitar muy bien las muestras con el solvente orgánico de manera que se optimice la eliminación de impurezas de la molécula del ADN
Bibliografía y/o páginas web consultadas	Araguren-Méndez, J. A.; Román-Bravo, R.; Isea, W.; Villasmil, Y.; Jordana, J. 2005. Los microsatélites (STR's), marcadores moleculares de ADN por excelencia para programas de conservación: una revisión. Archivos Latinoamericanos de Producción Animal, 13(1): 30-42. CIMMYT.2006. Protocolos de laboratorio de genética molecular aplicada. 92 pags. Mexico DF. Vladez y Kahl (2000). Huellas de ADN en genomas de plantas. Mundi-Prensa México. Vicente, M.; López, C. y Fulton, T. 2004. Análisis de la Diversidad Genética Utilizando Datos de Marcadores Moleculares: Módulo de Aprendizaje. Instituto Internacional de Recursos Fitogenéticos (IPGRI), Roma, Italia. Doyle, J.J.; Doyle, J.L. (1987). A rapid total DNA preparation procedure for fresh plant tissue. Focus, 12,13-15. Rohlf, F.J. 2000. NTSYS-pc Numerical Taxonomy and Multivariate Analysis System. Versión 2.1. Exeter Software, Setauket, NY
RESPONSABLE DE LA INFORMACION	
Nombre de la entidad	Instituto Nacional de Innovación Agropecuaria y Forestal – INIAF
Correo electrónico	contacto@iniaf.gob.bo
Teléfono	(591-2) - 22124404 – 2 2124411
Página web	https://www.iniaf.gob.bo/webiniaf/



Dirección	Calle Cañada Strongest, Esquina Otero de la Vega, N° 1573/ Zona San Pedro Centro
Nombre del investigador responsable de la información	M.Sc. Silene Veramendi Torrico
Nombre del programa y/o proyecto	Programa: Nacional de apoyo a la producción y recolección de frutos amazónicos (castaña, asai, copoazú y majo) Proyecto: Generación de tecnologías de producción para el aprovechamiento efectivo de los frutos amazónicos (castaña, asai, copoazú y majo).
Fecha de envió	19 de agosto 2024


Ing. Hernán Solarierra Cuellar
RESPONSABLE PROYECTO
FRUTOS AMAZONICOS
INIAP - MORYT



FICHA DE SISTEMATIZACION DE TECNOLOGIAS GENERADAS POR EL PROYECTO DE FRUTOS AMAZONICOS - INIAF	
Título	PROCESO PARA GERMINACION DE SEMILLAS DE COPOAZU <i>(Theobroma grandiflorum)</i>
Palabras Clave	Proceso, germinación.
Departamento en el que se aplica la Tecnología	Pando
DESCRIPCION DETALLADA DE LA TECNOLOGIA	
Introducción	Las semillas de copoazú (<i>Theobroma grandiflorum</i>), son esencialmente oleaginosas, con un contenido de lípidos superior al 50%, presentando cantidades considerables de proteínas y carbohidratos, 1980; Silva 1988). El fruto de copoazú puede contener entre 20 y 50 semillas, envueltas en una pulpa mucilaginosas, blanca amarillenta y de muy buen aroma. El comportamiento recalcitrante, corresponde a semillas que no pueden ser almacenadas porque pierden rápidamente su viabilidad cuando son deshidratadas o mantenidas a bajas temperaturas, debido a que poseen embriones desnudos con un alto contenido hídrico. (ISTA 1993). Para la conservación de las semillas de copoazú se puede utilizar agua corriente donde son sumergidas las semillas, en este sistema, el agua debe ser cambiada cada 12 horas, para evitar la fermentación de las semillas. Se puede usar también hidrogel preparado (10 g/l de agua) en este sustrato las semillas conservan por mayor tiempo su viabilidad y vigor (hasta 9 días). La mejor forma de conservación es utilizando arena desinfectada con la cual las semillas son mezcladas y colocadas en recipientes cerrados (con este método se puede conservar la semilla hasta 12 días) En todo el caso para la conservación de las semillas, estas deben ser colocadas en ambientes frescos con poca luz y nunca exponerlas a la luz directa. No es recomendable la conservación de semillas mediante refrigeración ya que estas pierden su viabilidad (50 % o más) y pierden vigor, en todo caso es preferible el uso de arena como medio de conservación.



Objetivo general	Promover la multiplicación de plantas de copoazú (<i>Theobroma grandiflorum</i>) de buena calidad con el uso de semilla botánica, a través de la aplicación de un adecuado método de procesamiento de germinación de semillas.
Objetivos específicos	➤ Facilitar el proceso de germinación de copoazú, en la implementación de este cultivo. ➤ Promover la producción de plantines de copoazú de buena calidad para implementación de nuevas áreas de cultivo.
Descripción de la tecnología desarrollada y/o validada	Equipos y materiales: ✓ Tijeras. ✓ Recipiente de 10 lt ✓ Recipientes de 1lt ✓ Vaso de precipitación de 25 cc ✓ Bandejas de plástico. ✓ Bolsas plásticas. ✓ Hipoclorito de sodio (lavandina) ✓ Papel toalla o papel corriente. ✓ Arena desinfectada ✓ Recipientes de plástico para germinadores Material vegetal: ✓ Conocer la procedencia del fruto utilizado para extraer la semilla, deben ser plantas productoras de buenos frutos sanos y de buen peso, tamaño y contenido de pulpa (frutos de 1Kg o más) ✓ No usar frutos provenientes de plantas desconocidas. ✓ Los frutos de copoazú para obtener la semilla, no debe tener más de 5 días de haber caído del árbol. ✓ Los frutos deben ser sanos no presentar lesiones o deformaciones atípicas.



**Diseños
experimentales
aplicados**

- a) Lavado o limpieza de los frutos, colocándolos en bandejas de plástico con agua corriente. Se recomienda usar un paño o esponja para quitar el polvillo que recubre los frutos.



- f) Partir el fruto en forma transversal o longitudinal, teniendo cuidado de no contaminar el mucilago o pulpa.



- c) Desmucilaginado o despulpado, con el uso de tijeras se separa el mucilago de la semilla, teniendo cuidado de no lesionarlas, colocando las semillas y el mucilago en forma separada. Se puede usar tijeras normales



- d) Lavado y limpieza de semillas, en agua corriente, se quita los restos de mucilago estrujándolas con cuidado para no dañarlas. Se recomienda evitar el uso de semillas de la base y el ápice del fruto.



- b) Remojado de semillas en solución de hipoclorito (lavandina) al 0.5% durante 24 horas, no se recomienda por más tiempo, ya que las semillas van perdiendo viabilidad y vigor.





- i) Limpiado con aserrín, estrujándolas entre sí por 5 minutos, teniendo cuidado de no dañar ni lesionarlas, facilitando de esta manera la emergencia del brote y germinación.



- h) Las semillas son enjuagadas en agua corriente a temperatura ambiente colocadas en recipientes en ambientes o lugares con poco acceso de la luz.



- g) Desinfectado de semillas, aplicando fungicidas a base de cobre, como ser el oxiclورو de cobre, en una dosis de 5 gramos por litro de agua, sumergiendo las semillas durante 5 minutos, luego con ayuda de una coladera se escurre la solución restante luego son colocadas preferiblemente en lugares con poca iluminación.



- i) Alternativamente se puede usar producto orgánico, Trichoderma, en 2,5 l de agua se disuelve 12,5 g se sumerge las semillas en la solución durante 15 minutos, se deja escurrir y están listas para el germinado.



- j) Las semillas son colocadas en bandejas, recipientes o superficies planas sobre papel toalla o papel corriente que permitan conservar mejor la humedad, son dispuestas a 3 cm entre ellas, y cubiertas con papel, se ubican en lugares con poca iluminación.

En condiciones de campo se recomienda como sustrato para germinación el uso arena desinfectada con agua caliente, una vez fría la arena se coloca en bandejas o germinadores y ahí son colocadas las semillas cubriéndolas totalmente con una delgada capa de arena.

Se debe tener cuidado de colocar las semillas a una distancia de por lo menos 5 cm entre ellas.





	↓ n) Siembra directa en el terreno definitivo, verificando que la futura planta cuente con la sombra necesaria para su desarrollo. Además, se realice el abonado o aplicación de fertilizante a los hoyos donde son depositadas las semillas con las raíces hacia abajo. Es recomendable en esta etapa el uso de hidrogel en hoyos a 15 cm a lado de la planta, no se recomienda la aplicación directa a la zona radicular porque propicia la proliferación de insectos (hormigas) que perjudican el desarrollo de la planta   Una vez sembradas las semillas en bolsas se debe realizar el cuidado respectivo de acuerdo a manejo de viveros. Cuando la siembra ha sido en terreno definitivo se realiza el deshierbe constante, aplicación de hidrogel, aplicación de riego y el plateado o coronado cuando emerjan las plantas, además de las podas sanitarias o de formación requeridas.
Resultados obtenidos	Con la sistematización de la tecnología se ha establecido una "Guía para proceso de germinación de semilla de copoazú (<i>Theobroma grandiflorum</i>), adecuada al contexto de las comunidades productoras.
Conclusiones y recomendaciones	La guía para proceso de germinación de semilla de copoazú (<i>Theobroma grandiflorum</i>), se constituye en un instrumento técnico que facilita la socialización de esta técnica en las comunidades productoras de este fruto. Para la ejecución de la técnica no se requiere material sofisticado, ni procedimientos especializados, es de fácil aplicación en condiciones de campo
Bibliografía y/o páginas web consultadas	SILVA, A de B, SOUZA, L.A. de A.T. De A.1997. Pragas de copuazuzeiroe seus inimigos naturais. SEMINARIO INTERNACIONAL. 1996 International Seed Testing Association (ISTA). 1993. Rules for Seed Testing Zurich, Switzerland International Seed Testing Ssociation.
RESPONSABLE DE LA INFORMACION	



ESTADO PLURINACIONAL DE
BOLIVIA

MINISTERIO DE
DESARROLLO RURAL Y TIERRAS



Nombre de la entidad	Instituto Nacional de Innovación Agropecuaria y Forestal – INIAF
Correo electrónico	contacto@iniaf.gob.bo
Teléfono	(591-2) - 22124404 – 2 2124411
Página web	https://www.iniaf.gob.bo/webiniaf/
Dirección	Calle Cañada Strongest, Esquina Otero de la Vega, N° 1573/ Zona San Pedro Centro
Nombre del investigador o responsable de la información	Ing. José Martínez Humerez
Nombre del programa y/o proyecto	Programa: Nacional de apoyo a la producción y recolección de frutos amazónicos (castaña, asai, copoazú y majo) Proyecto: Generación de tecnologías de producción para el aprovechamiento efectivo de los frutos amazónicos (castaña, asai, copoazú y majo)
Fecha de envió	19 de septiembre 2024


Ing. José Martínez Humerez
RESPONSABLE PROYECTO
FRUTOS AMAZONICOS
INIAF - MDRYT



**FICHA DE SISTEMATIZACION DE TECNOLOGIAS GENERADAS POR EL PROYECTO DE
FRUTOS AMAZÓNICOS - INIAF**

Título	SIEMBRA DIRECTA EN LA IMPLEMENTACIÓN DEL COPOAZU (<i>Theobroma grandiflorum</i>) EN PREDIOS DE INIAF-PANDO
Palabras Clave	Siembra, implementación, cultivo
Departament o en el que se aplica la Tecnología	Pando
DESCRIPCION DETALLADA DE LA TECNOLOGIA	
Introducción	La plantación exitosa de semillas de <i>Theobroma grandiflorum</i> requiere una consideración cuidadosa de las condiciones ambientales, la diversidad genética y los aspectos fenológicos. Las investigaciones indican que el crecimiento óptimo se produce en condiciones de sombra específicas y que los factores genéticos desempeñan un papel importante en el establecimiento de plantas sanas. Según Silva et al. (2006), las plántulas de cupuazú prosperan mejor en un 50% de sombra, lo que mejora su altura, diámetro y biomasa en general en comparación con las condiciones de pleno sol o sombra completa. Las semillas de <i>Theobroma grandiflorum</i>, son relativamente grandes, con un promedio de 11,6 g, y contienen importantes reservas de lípidos y proteínas, que son vitales para el desarrollo de las plántulas (Martini et al., 2008). Por el contrario, si bien las condiciones óptimas son esenciales para el éxito de las plántulas, el impacto de los factores ambientales estresantes, como la deforestación y el cambio climático, plantea importantes desafíos para el establecimiento de poblaciones saludables de cupuazú. <i>Theobroma grandiflorum</i>, exhibe características y tipos de plantación distintos que son cruciales para su cultivo e integración ecológica. (Pereira et al., 2017). La siembra directa en la parcela o terreno, permite a la planta desarrolle una mayor fijación y anclaje en el suelo, y mejor desarrollo de la parte aérea, además la implementación del cultivo de copoazú con esta técnica, permite reducir los costos y tiempo, ya que no se realiza la etapa de producción en vivero por lo que se ahorra en mano de obra materiales y tiempo.
Objetivo general	➤ Determinar el efecto de la aplicación de la siembra directa de semilla germinada en la implementación del copoazú (<i>Theobroma grandiflorum</i>) frente al trasplante de plántulas de vivero, en predios de INIAF Pando.



Objetivos específicos	➤ Determinar el prendimiento de la siembra directa de semillas previamente germinadas de copoazú en la implementación de un área cultivada. ➤ Determinar el comportamiento en el desarrollo de las plantas de copoazú, con la aplicación de la siembra directa de semillas pre germinadas.																																																		
Descripción de la tecnología desarrollada y/o v alidada	Material vegetal Los plantines de copoazú utilizados en el ensayo fueron obtenidos a partir de semillas proveniente de parcelas ubicadas el municipio de Bella Flor Departamento Pando, al igual que la semilla para siembra directa.																																																		
	Materiales, herramientas, equipos, instrumental e insumos Los materiales empleados para el desarrollo del trabajo de investigación fueron los siguientes:																																																		
	<table><tr><th>Materiales de Gabinete</th><th>Materiales y Herramientas</th><th>Equipos</th><th>Instrumental de Laboratorio</th><th>Insumos</th></tr><tr><td>Hojas de papel tamaño carta</td><td>Regla metálica o Bincha métrica</td><td>Cámara fotográfica</td><td>Recipientes de plástico</td><td>Fungicida</td></tr><tr><td>Boligrafos</td><td>Cordel para demarcación de parcelas</td><td>Computadora</td><td>Vaso de precipitación de 1000 cc</td><td>Agua corriente</td></tr><tr><td>Marcador indeleble</td><td>Estacas de madera</td><td>Calibrador (vernier)</td><td>Guantes desechables</td><td></td></tr><tr><td>Lápiz</td><td>carretilla</td><td>Impresora</td><td>Atomizador</td><td></td></tr><tr><td></td><td>Papel toalla</td><td></td><td></td><td></td></tr><tr><td></td><td>Herramientas de jardinería</td><td></td><td></td><td></td></tr><tr><td></td><td>Etiquetas</td><td></td><td></td><td></td></tr><tr><td></td><td>Planillas de evaluación</td><td></td><td></td><td></td></tr><tr><td></td><td>Tableros</td><td></td><td></td><td></td></tr></table>	Materiales de Gabinete	Materiales y Herramientas	Equipos	Instrumental de Laboratorio	Insumos	Hojas de papel tamaño carta	Regla metálica o Bincha métrica	Cámara fotográfica	Recipientes de plástico	Fungicida	Boligrafos	Cordel para demarcación de parcelas	Computadora	Vaso de precipitación de 1000 cc	Agua corriente	Marcador indeleble	Estacas de madera	Calibrador (vernier)	Guantes desechables		Lápiz	carretilla	Impresora	Atomizador			Papel toalla					Herramientas de jardinería					Etiquetas					Planillas de evaluación					Tableros			
	Materiales de Gabinete	Materiales y Herramientas	Equipos	Instrumental de Laboratorio	Insumos																																														
	Hojas de papel tamaño carta	Regla metálica o Bincha métrica	Cámara fotográfica	Recipientes de plástico	Fungicida																																														
Boligrafos	Cordel para demarcación de parcelas	Computadora	Vaso de precipitación de 1000 cc	Agua corriente																																															
Marcador indeleble	Estacas de madera	Calibrador (vernier)	Guantes desechables																																																
Lápiz	carretilla	Impresora	Atomizador																																																
	Papel toalla																																																		
	Herramientas de jardinería																																																		
	Etiquetas																																																		
	Planillas de evaluación																																																		
	Tableros																																																		
Metodología La metodología seguida en el ensayo fue la siguiente:																																																			
➤ Se estableció el área de ensayo, remarcando el mismo con estacas y el cordel. ➤ Se colecto frutos para obtención de semilla de copoazú. ➤ Se proceso la semilla de copoazú ➤ Producción de plantines de copoazú en vivero ➤ El trasplante de copoazú se realizó a 4 meses de siembra de las semillas en bolsas biodegradables. ➤ La excavación de los hoyos para las plantas de copoazú, fue de 20 cm de diámetro por 30 cm de profundidad. ➤ Se realizo la excavación de los hoyos y aplicación de 3 litros de hidrogel hidratado a en hoyos a 15 cm de distancia de la planta. ➤ Se aplico el riego después del trasplante a toda la parcela de ensayo y durante cada 2 semanas. ➤ La evaluación de las variables consideradas en el ensayo fue realizada cada mes a partir de la implementación del ensayo.																																																			
Características y beneficios de cada una de las técnicas. a) Trasplante; Se trasplantaron plantas uniformes y bien desarrolladas, cultivadas en vivero. Sin embargo, es conocido que el trasplante provoca estrés en las plantas. Además, la producción de plantines en																																																			



	vivero requiere una mayor inversión de tiempo y recursos. Otro aspecto a considerar es que el traslado de estas plantas al terreno definitivo implica esfuerzos adicionales, especialmente debido a las condiciones propias de la región amazónica. b) Siembra directa de semillas germinadas; La siembra directa implica ahorrar los recursos invertidos en el manejo de viveros para la producción de plántines. El manejo de este material (semillas germinadas) en el campo resulta fácil y no implica mayores esperezos.								
Diseños experimental es aplicados	Diseño experimental Se aplicó el diseño correspondiente a dos fuentes de clasificación (Steel y Torrie, 1992). Tratamientos <table border="1"> <thead> <tr> <th>TRATAMIENTO</th><th>DESCRIPCIÓN</th></tr> </thead> <tbody> <tr> <td>T1</td><td>Trasplante de plántines de 9 meses de edad producidos en vivero</td></tr> <tr> <td>T2</td><td>Trasplante de plántines de 4 meses de edad producidos en vivero</td></tr> <tr> <td>T3</td><td>Siembra directa con semillas previamente germinadas.</td></tr> </tbody> </table> Las características y beneficios de cada uno de los tratamientos implementados fueron los siguientes: Unidad Experimental La unidad experimental fue conformada por una planta de copoazú. Se ha realizado la evaluación de 48 plantas trasplantadas de 9 meses de edad, 48 plantas trasplantadas de 4 meses de edad y 48 plantas establecidas mediante siembra directa de la semilla germinada, además, la siembra directa se realiza después de una semana del procesamiento de la semilla. La primera evaluación de los plántines de copoazú fue al momento de realizar el trasplante, durante el desarrollo del ensayo se realizó 3 evaluaciones. Variables de respuesta Las variables de respuestas evaluadas, a 966 y 935 días, para cumplir los objetivos específicos fueron: • Prendimiento y/o supervivencia de la planta en la parcela de ensayo • Altura de planta (cm) • Diámetro del tallo (mm) • Número de hojas • Color de hojas Análisis estadístico Para el análisis de datos se consideró: La altura de planta se procesó con el modelo lineal mixto bajo la estructura del diseño bloques al azar, el diámetro de tallo, número de hojas por panta, la relación de plantas prendidas y/o supervivientes en función al total de plantadas y el color de hoja con el modelo lineal generalizado mixto con	TRATAMIENTO	DESCRIPCIÓN	T1	Trasplante de plántines de 9 meses de edad producidos en vivero	T2	Trasplante de plántines de 4 meses de edad producidos en vivero	T3	Siembra directa con semillas previamente germinadas.
TRATAMIENTO	DESCRIPCIÓN								
T1	Trasplante de plántines de 9 meses de edad producidos en vivero								
T2	Trasplante de plántines de 4 meses de edad producidos en vivero								
T3	Siembra directa con semillas previamente germinadas.								



distribución gamma, poisson, binomial y multinomial (Steel y Torrie, 1992; Montgomery, 2004).

Porcentaje de prendimiento y/o supervivencia

Sobre el porcentaje de prendimiento del copoazú (*Theobroma grandiflorum*), no presento diferencias significativas entre los tres tratamientos a $P: 0.05$

(Tabla 1). En la Figura 1, se expone los promedios de prendimiento y/o supervivencia las mismas no presentan diferencias.

Tabla 1. Prueba de efectos fijos sobre el prendimiento y/o supervivencia de copoazú (*Theobroma grandiflorum*) debido al efecto de tres tratamientos implementados en los predios de INIAF Pando.

Fuente variación	Grados libertad		F-Valor	Pr > F
	Numerador	Denominador		
Tratamientos	2	14	1.35 ns	0.2900

ns: No significativo a $P: 0.05$

Figura 1. Efectos de tratamientos sobre el prendimiento y/o supervivencia de plantas de copoazú.



Resultados obtenidos

La siembra directa de semillas previamente germinadas (T3) ofrece una alternativa viable que reduce la dependencia de viveros y disminuye los costos y recursos necesarios para la producción de plantines. Estos hallazgos sugieren que adoptar prácticas de trasplante con plantines más jóvenes o la siembra directa podría optimizar el cultivo de copoazú, favoreciendo una mayor productividad.

Desarrollo de las plantas de copoazú

• Altura de planta

Los tres tratamientos implementados en los predios de INIAF Pando muestran diferencias significativas a $P: 0.01$ (Tabla 2). El tratamiento T1 y T3 presentaron similar respuesta a $P: 0.05$, además se diferencia al T2, siendo ésta de menor magnitud (Figura 2).

Tabla 2. Prueba de efectos fijos sobre la altura de planta de copoazú (*Theobroma grandiflorum*) debido al efecto de tres tratamientos implementados en los predios de INIAF Pando.

Fuente variación	Grados libertad		F-Valor	Pr > F
	Numerador	Denominador		
Tratamientos	2	14	10.78 **	0.0015

** Significativo a $P: 0.01$



Figura 2. Efectos de tratamientos sobre la altura de planta de copoazú.



La siembra directa de semillas previamente germinadas (T3) demostró ser un método efectivo para el establecimiento del copoazú, combinando un crecimiento en altura significativo con una mayor consistencia entre las plantas. Este método podría ofrecer ventajas prácticas y económicas al reducir la necesidad de manejar viveros y trasplantes, disminuyendo así costos y esfuerzos laborales.

• Diámetro de tallo

Los análisis del diámetro de tallo revelan diferencias significativas entre los tres tratamientos implementados en los predios de INIAF Pando a $P: 0.01$ (Tabla 3). Los tratamientos T1 y T3, presentaron similar diámetro de tallo y se diferencia a $P: 0.05$ del T2, que presenta menor diámetro, las medias y error estándar de medias se expone en la Figura 3. Estos datos indican que los plantines trasplantados a los 9 meses (T1) desarrollaron tallos más gruesos en promedio que los trasplantados a los 4 meses (T2), lo cual es coherente con el mayor tiempo de crecimiento en vivero que permite un desarrollo más robusto antes del trasplante. Sin embargo, es notable que el tratamiento de siembra directa (T3) logró un diámetro promedio similar al de T1, a pesar de no contar con el periodo extendido en vivero.

Tabla 3. Prueba de efectos fijos sobre el diámetro de tallo de copoazú (*Theobroma grandiflorum*) debido al efecto de tres tratamientos implementados en los predios de INIAF Pando.

Fuente variación	Grados libertad		F-Valor	Pr > F
	Numerador	Denominador		
Tratamientos	2	14	16.03 **	0.0002

** : Significativo a $P: 0.01$



Figura 3. Efectos de tratamientos sobre el diámetro de tallo de copoazú.



La siembra directa con semillas previamente germinadas es una estrategia viable y potencialmente más rentable para el cultivo de copoazú en la región, siempre y cuando se aborden adecuadamente los desafíos asociados con la variabilidad en el crecimiento.

• Número de hojas

Respecto al número de hojas en (*Theobroma grandiflorum*) existe diferencias significativas a $P: 0.01$, entre los tres tratamientos evaluados en los predios de INIAF Pando (Tabla 4). Tanto el tratamiento T1 (trasplante de plantines de 9 meses de edad) como el T3 (siembra directa con semillas previamente germinadas) presentaron un similar número promedio de hojas a $P: 0.05$, pero superan al tratamiento T2 (trasplante de plantines de 4 meses de edad), que obtuvo un promedio menor valor (Figura 4).

Tabla 4. Prueba de efectos fijos sobre el número de hojas por planta de copoazú (*Theobroma grandiflorum*) debido al efecto de tres tratamientos implementados en los predios de INIAF Pando.

Fuente variación	Grados libertad		F-Valor	Pr > F
	Numerador	Denominador		
Tratamientos	2	14	21.95 **	<.0001

**: Significativo a $P: 0.01$



Figura 4. Efectos de tratamientos sobre el número de hojas por planta de copoazú.



Estos hallazgos sugieren que tanto el trasplante de plantines más maduros como la siembra directa de semillas germinadas favorecen un mayor desarrollo foliar en el copoazú, lo cual es crucial para la fotosíntesis y el crecimiento general de la planta.

• Color de hojas

Existen diferencias significativas en la coloración de hojas de copoazú entre los tres tratamientos a $P: 0.01$ (Tabla 5). También difieren todos los tratamientos a $P: 0.05$ en el color de hojas (Figura 5): así, en el tratamiento T1 (trasplante de plantines de 9 meses), un 20% de plantas presentó hojas de color verde claro, un 54.3% verde intermedio y solo 25.7% verde intenso. En contraste, el tratamiento T2 (trasplante de plantines de 4 meses) no mostró plantas con hojas de color verde claro; el 24.4% tuvo verde intermedio y un notable 75.6% alcanzó un verde intenso. El tratamiento T3 (siembra directa con semillas germinadas) tampoco presentó hojas verdes claro, con un 50% de las plantas en verde intermedio y el otro 50% en verde intenso.

Tabla 5. Prueba de efectos fijos sobre el color de hoja de copoazú (*Theobroma grandiflorum*) debido al efecto de tres tratamientos implementados en los predios de INIAF Pando.

Fuente variación	Grados libertad		F-Valor	Pr > F
	Numerador	Denominador		
Tratamientos	2	105	11.6 **	<.0001
T1 vs T3	1	105	8.83 **	0.0037
T1 vs T2	1	105	23.1 **	<.0001

** : Significativo a $P: 0.01$



Figura 5. Efectos de tratamientos sobre el color de hoja de copoazú.



El color de las hojas es un indicador clave del estado nutricional y salud de las plantas. El verde intenso suele asociarse con altos niveles de clorofila y una adecuada nutrición, especialmente en nitrógeno, lo que favorece la fotosíntesis y el crecimiento vigoroso. La alta proporción de hojas de verde intenso en T2 sugiere que los plantines más jóvenes se adaptaron mejor al trasplante, posiblemente debido a un menor estrés y una recuperación más rápida. La ausencia de hojas de color verde claro en T2 y T3 indica un mejor estado general en comparación con T1, donde el 20% de las plantas mostró posibles signos de estrés o deficiencias nutricionales. Estos resultados sugieren que el trasplante de plantines más jóvenes o la siembra directa de semillas germinadas pueden ser estrategias más efectivas para promover un desarrollo saludable del copoazú en las condiciones de INIAF Pando.

Conclusiones y recomendaciones

El porcentaje de prendimiento y/o supervivencia presentó similar respuesta debido al efecto de los tratamientos.

La altura de planta, diámetro de tallo y número hoja presentaron similar respuesta en los tratamientos T1 (trasplante de plantines de 9 meses de edad) y T3 (siembra directa con semillas germinadas) y ambos presentaron mayores valores además de diferenciarse al T2 (trasplante de plantines de 4 meses de edad).

Referente al color de hojas los tratamientos difieren a $P: 0.05$, donde el T2 presentó mayor ocurrencia de hojas verde intenso, le continúa el T3 y por último el T1.

Se recomienda que el tratamiento T3 (siembra directa de semilla germinada) puede emplearse para la multiplicación y establecimiento de plantaciones de copoazú. Como segunda alternativa el tratamiento T1 (trasplante de plantines de 9 meses de edad).

Socializar esta técnica en el resto de las comunidades productoras de este fruto.



Bibliografía y/o páginas web consultadas	Martini, M. H., Lenci, C. G., Figueira, A., & Tavares, D. de Q. (2008). Localization of the cotyledon reserves of <i>Theobroma grandiflorum</i> (Willd. ex Spreng.) K. Schum., <i>T. subincanum</i> Mart., <i>T. bicolor</i> Bonpl. and their analogies with <i>T. cacao</i> L. <i>Revista brasileira de botanica. Brazilian journal of botany</i>, 31(1). https://doi.org/10.1590/s0100-84042008000100013 Silva, R. R. da, Freitas, G. A. de, Siebeneichler, S. C., Mata, J. F. da, & Chagas, J. R. (2006). Desenvolvimento inicial de plântulas de <i>Theobroma grandiflorum</i> (Willd. ex Spreng.) Schum. sob influência de sombreamento. <i>Acta amazonica</i>, 37(3), 365–370. https://doi.org/10.1590/s0044-59672007000300007 Pereira, A. L. F., Abreu, V. K. G., & Rodrigues, S. (2017). Cupuassu—<i>Theobroma grandiflorum</i>. En <i>Exotic Fruits</i> (pp. 159–162). Elsevier.
RESPONSABLE DE LA INFORMACION	
Nombre de la entidad	Instituto Nacional de Innovación Agropecuaria y Forestal – INIAF
Correo electrónico	contacto@iniaf.gob.bo
Teléfono	(591-2) - 22124404 – 2 2124411
Página web	https://www.iniaf.gob.bo/webiniaf/
Dirección	Calle Cañada Strongest, Esquina Otero de la Vega, N° 1573/ Zona San Pedro Centro
Nombre del investigador responsable de la información	Ing. José Martínez Humerez
Nombre del programa y/o proyecto	Programa: Nacional de apoyo a la producción y recolección de frutos amazónicos (castaña, asai, copoazú y majo) Proyecto: Generación de tecnologías de producción para el aprovechamiento efectivo de los frutos amazónicos (castaña, asai, copoazú y majo).
Fecha de envío	19 de julio 2024



ESTADO PLURINACIONAL DE
BOLIVIA

MINISTERIO DE
DESARROLLO RURAL Y TIERRAS

iniAF
Instituto Nacional de Innovación
Agropecuaria y Forestal

Memoria fotográfica



Limpiado de callejones para siembra, semillas de copoazú germinadas, semillas sembradas directamente en el terreno definitivo



Plantas de copoazú establecidas con plantines de cuatro meses de edad.



Planta de copoazú con siembra directa de semillas germinadas, a la primera evaluación.



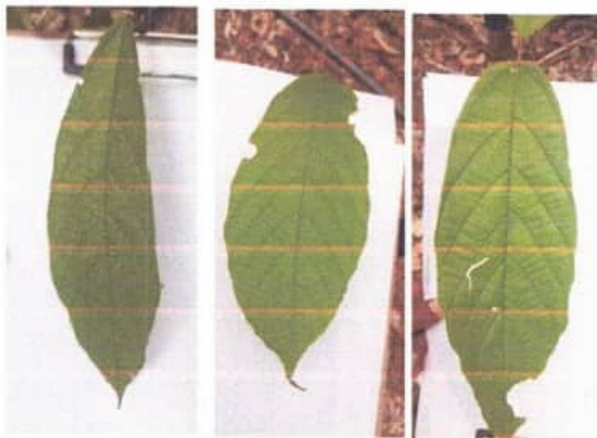
Plantas de copoazú a la tercera evaluación del ensayo



ESTADO PLURINACIONAL DE
BOLIVIA

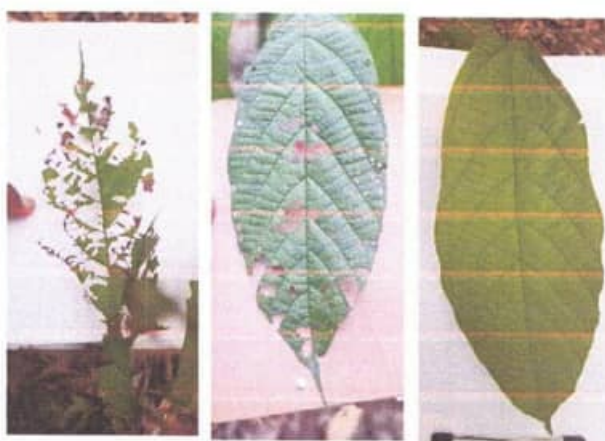
MINISTERIO DE
DESARROLLO RURAL Y TIERRAS

iniAF
Instituto Nacional de Innovación
Agropecuaria y Forestal



Color de la hoja:

1. Verde intenso.
2. Verde intermedio.
3. Verde claro



Afectación por
insectos:

1. Leve
2. Moderado
3. Fuerte

[Handwritten signature]
Ing. Herman Guillermo Villar
RESPONSABLE PROYECTO
FRUTOS AMAZONICOS
INIAP - MDRYT



ESTADO PLURINACIONAL DE
BOLIVIA

MINISTERIO DE
DESARROLLO RURAL Y TIERRAS



**FICHA DE SISTEMATIZACION DE TECNOLOGIAS GENERADAS POR EL PROYECTO DE
FRUTOS AMAZÓNICOS - INIAF**

Título	GERMINACIÓN DE SEMILLAS DE COPOAZÚ (<i>Theobroma grandiflorum</i>) Y DESARROLLO DE PLANTINES DE ACUERDO A LA DISTRIBUCIÓN DE SEMILLAS EN EL FRUTO
Palabras Clave	Sustrato, Germinación, Desarrollo, Ubicación, Semilla
Departament o(s) en los que se aplica la Tecnología	Pando

DESCRIPCION DETALLADA DE LA TECNOLOGIA

Introducción	El cultivo de copoazú (<i>Theobroma grandiflorum</i>), tiene gran importancia económica, comercial y social para los pequeños y medianos productores de la región amazónica. La propagación del copoazú a través de semillas es un método comúnmente utilizado, dado que permite la conservación de las características genéticas de la planta (Carvalho <i>et al.</i>, 2019). Sin embargo, se ha observado que la germinación de las semillas y el posterior desarrollo de los plantines pueden verse afectados por factores relacionados con la distribución espacial de las semillas dentro del fruto (Reis <i>et al.</i>, 2018; Silva <i>et al.</i>, 2020). Algunos estudios han sugerido que la ubicación de las semillas, ya sea en el centro, en la parte intermedia o en la periferia del fruto, puede influir en la viabilidad, el vigor y el crecimiento de los plantines (Carvalho <i>et al.</i>, 2019; Machado <i>et al.</i>, 2021). La germinación y el desarrollo de las plántulas de las semillas de Copoazú (<i>Theobroma grandiflorum</i>) juegan un papel crucial en la mejora del rendimiento. Además, el crecimiento inicial de los árboles jóvenes de <i>Theobroma grandiflorum</i> se ve afectado significativamente por los diferentes niveles de radiación solar, con condiciones de sombra del 50% que demuestran ser beneficiosas para la altura de la planta, el diámetro del tallo y el desarrollo general de la planta (Silva <i>et al.</i>, 2007). Por lo tanto, centrarse en la germinación y el desarrollo de las semillas y plántulas de Copoazú es esencial para maximizar el rendimiento y garantizar un cultivo exitoso. Es así que el proyecto "Generación de tecnologías de producción para el aprovechamiento efectivo de los frutos amazónicos priorizados (castaña, asai, copoazú y majo)" en la amazonia boliviana", ejecutado por el Instituto de Nacional de Innovación Agropecuaria Forestal (INIAF), plantea el presente estudio.
---------------------	--



Objetivo general	Determinar el efecto de la distribución de semillas en el fruto de copoazú (<i>Theobroma grandiflorum</i>) en la germinación de las semillas y el desarrollo de plantines para la implementación de este cultivo en la región amazónica de Pando.																																													
Objetivos específicos	- Determinar el porcentaje de germinación de las semillas de copoazú en función de su posición en el fruto (base, medio y ápice). - Determinar el desarrollo (altura de planta, diámetro de tallo y numero de hojas) de las semillas según su posición en el fruto del copoazú.																																													
Descripción de la tecnología desarrollada y/o validada	Materiales de gabinete, campo, equipos, insumos y de laboratorio <table><tr><th>Materiales de Gabinete</th><th>Herramientas de Capo</th><th>Equipos</th><th>Insumos</th><th>Instrumental de Laboratorio</th></tr><tr><td>Hojas de papel</td><td>Pala</td><td>Balanza</td><td>Sustrato</td><td>Recipientes de plástico</td></tr><tr><td>Bolígrafos</td><td>Cordel para demarcación de parcelas</td><td>Cámara</td><td>Agua corriente</td><td>Vaso de precipitación de 1000 cc</td></tr><tr><td>Marcador indeleble</td><td>Bandejas</td><td>Computadora portátil</td><td></td><td>Guantes desechables</td></tr><tr><td>Lápiz</td><td>Carretilla</td><td>Impresora</td><td></td><td></td></tr><tr><td>Masquin</td><td>Regadera</td><td>Balanza digital</td><td></td><td></td></tr><tr><td>Etiquetas</td><td>Herramientas de jardinería</td><td>Calibrador (vernier)</td><td></td><td></td></tr><tr><td>Tableros</td><td></td><td></td><td></td><td></td></tr><tr><td>Tijeras</td><td></td><td></td><td></td><td></td></tr></table>	Materiales de Gabinete	Herramientas de Capo	Equipos	Insumos	Instrumental de Laboratorio	Hojas de papel	Pala	Balanza	Sustrato	Recipientes de plástico	Bolígrafos	Cordel para demarcación de parcelas	Cámara	Agua corriente	Vaso de precipitación de 1000 cc	Marcador indeleble	Bandejas	Computadora portátil		Guantes desechables	Lápiz	Carretilla	Impresora			Masquin	Regadera	Balanza digital			Etiquetas	Herramientas de jardinería	Calibrador (vernier)			Tableros					Tijeras				
	Materiales de Gabinete	Herramientas de Capo	Equipos	Insumos	Instrumental de Laboratorio																																									
	Hojas de papel	Pala	Balanza	Sustrato	Recipientes de plástico																																									
	Bolígrafos	Cordel para demarcación de parcelas	Cámara	Agua corriente	Vaso de precipitación de 1000 cc																																									
	Marcador indeleble	Bandejas	Computadora portátil		Guantes desechables																																									
	Lápiz	Carretilla	Impresora																																											
	Masquin	Regadera	Balanza digital																																											
	Etiquetas	Herramientas de jardinería	Calibrador (vernier)																																											
	Tableros																																													
	Tijeras																																													
Metodología																																														
a) Recolección de frutos de copoazú	Se recolecto frutos maduros cuidadosamente trasladados al laboratorio.																																													
b) Separación de las semillas por posición en el fruto	- Los frutos fueron abiertos longitudinalmente. - Limpieza de los frutos de copoazú. - Procesado de las semillas de copoazú. - Desinfectado de las semillas con solución de hipoclorito al 0,5%. - Clasificación y separación de las semillas por su ubicación en el fruto (semillas de la parte apical, semillas del medio, semillas de la parte de la base del fruto).																																													
c) Ensayo de germinación.	Las semillas viables de cada grupo fueron colocadas en bandejas con sustrato germinativo, en esta etapa se consideró:																																													
	- Preparación de los sustratos - Esterilización de los sustratos con agua hervida - Registro diario de la germinación																																													
	La germinación se expresa como porcentaje de semillas germinadas en relación con el total de semillas sembradas en cada grupo.																																													



	d) Establecimiento de los plantines. Para analizar el crecimiento y desarrollo de los plantines de copoazú en relación con la ubicación de las semillas en el fruto. • Las plántulas de cada grupo fueron colocadas en recipientes individuales con sustrato para el desarrollo de los plantines. • Seguimiento del crecimiento y desarrollo. • Evaluación del desarrollo de los plantines.								
Diseños experimental es aplicados	Diseño experimental El diseño experimental empleados fue completamente al azar, con 3 tratamientos independiente con 6 repeticiones. $y_{ij} = \mu + \tau_i + \varepsilon_{ij}$ Donde: $i = 1, 2, \dots$ a de tratamiento $j = 1, 2, \dots$ b de repetición y_{ij} = Valor de una variable de respuesta de la unidad experimental de la j-esima repetición y que recibe el i-esimo tratamiento μ= Media común τ_i= Efecto fijo del i-esimo tratamiento ε_{ij}= Efecto aleatorio del residuo $\sim DNII(0, \sigma_e^2)$								
Resultados obtenidos	Porcentaje de germinación de copoazú (<i>Theobroma grandiflorum</i>) El análisis del porcentaje de germinación (Tabla 1), muestra diferencias a P: 0.01 entre semillas por su posición dentro del fruto. En síntesis, el copoazú se perfila como un cultivo viable con altas tasas de germinación de semillas posicionadas en la parte media del fruto (Figura 1) frente a la basal y apical. Los agricultores pueden optimizar la viabilidad de las plántulas y promover un buen desarrollo de sus cultivos utilizando semillas de la parte media del fruto. Tabla 1. Prueba de Wald para la relación de semillas germinadas sobre semillas sembradas de copoazú (<i>Theobroma grandiflorum</i>) extraídas de diferentes partes del fruto, en el municipio de Cobija, departamento de Pando. <table><tr><th>Fuente de variación</th><th>Grados libertad</th><th>Chi-cuadrado</th><th>Pr > ChiS q</th></tr><tr><td>Tratamientos</td><td>2</td><td>11.01 **</td><td>0.0041</td></tr></table> **: Significativo a P: 0.01	Fuente de variación	Grados libertad	Chi-cuadrado	Pr > ChiS q	Tratamientos	2	11.01 **	0.0041
Fuente de variación	Grados libertad	Chi-cuadrado	Pr > ChiS q						
Tratamientos	2	11.01 **	0.0041						

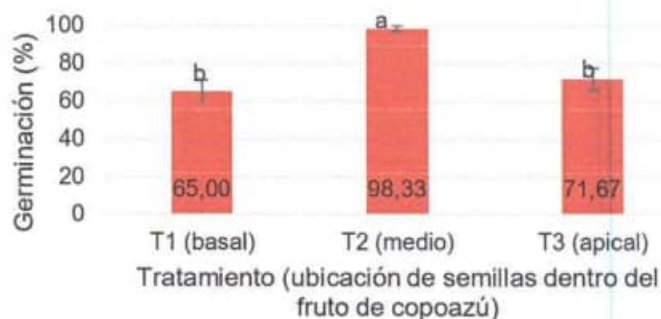


Figura 1. Germinación de semillas debido a la ubicación dentro del fruto de copoazú.

Promedios con la misma letra carecen de diferencia a $P: 0.05$, según la distribución normalizada (Z).

Características agronómicas de las plantas de copoazú del ensayo

- **Altura de planta**

El análisis de varianza de la variable de estudio altura de las plantas de *Theobroma grandiflorum*, en el municipio de Cobija, revela diferencias significativas a $P: 0.01$ entre los tres tratamientos, de semillas extraídas de diferentes partes del fruto (Tabla 2). El coeficiente de variación (C.V.) del 9% indica que la variabilidad relativa en la altura de las plantas es baja, lo que refleja una consistencia aceptable en los datos experimentales. Además, el valor de R^2 de 0.60 sugiere que el 60% de la variabilidad en la altura de las plantas puede explicarse por la posición de las semillas en el fruto.

Tabla 2. Análisis de varianza de la variable de altura de planta de copoazú (*Theobroma grandiflorum*), de tres tratamientos de semillas extraídas de diferentes partes del fruto, en el municipio de Cobija, departamento de Pando.

Fuente de Variación	Grados libertad	Suma de cuadrados	Cuadrado de la media	F
Tratamiento	2	112.5733333	56.2866667	11.42
Error	15	73.9116667	4.9274444	

** : Significativo a $P: 0.01$

En promedio, la altura de las plantas fue mayor en semillas que provienen de la parte media del fruto, frente a las de apical y basal (Figura 2).



Figura 2. Altura de planta de copoazú (*Theobroma grandiflorum*), de tres tratamientos de semillas extraídas de diferentes partes del fruto y prueba Duncan, en el municipio de Cobija, departamento de Pando



Esto sugiere que la posición media dentro del fruto proporciona condiciones más favorables para el crecimiento en altura de las plantas de copoazú. Este hallazgo es crucial para las prácticas agrícolas en la región amazónica de Pando, ya que indica que la selección de semillas según su posición en el fruto puede optimizar el crecimiento y el rendimiento del cultivo de copoazú.

• Diámetro de tallo

El análisis de varianza (ANOVA) para el diámetro del tallo de copoazú (*Theobroma grandiflorum*), muestra diferencias altamente significativas a $P: 0.05$ entre los tres tratamientos de semillas extraídas de diferentes partes del fruto (Tabla 3). El coeficiente de variación (C.V.) del 6% indica una baja variabilidad relativa en el diámetro del tallo, sugiriendo que los datos son consistentes y confiables. El valor de R^2 de 0.72 significa que el 72% de la variabilidad en el diámetro del tallo puede explicarse por la posición de las semillas en el fruto.

Tabla 3. Análisis de varianza de la variable de diámetro de tallo de copoazú (*Theobroma grandiflorum*), de tres tratamientos de semillas extraídas de diferentes partes del fruto, en el municipio de Cobija, departamento de Pando.

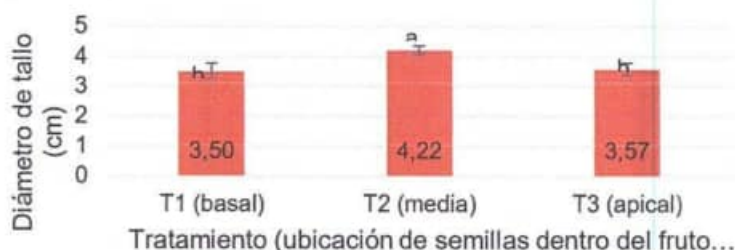
Fuente de Variación	Grados libertad	Suma de cuadrados	Cuadrado de la media	F	Pr > F
Tratamiento	2	1.88111111	0.94055556	19.55 **	<.0001
Error	15	0.72166667	0.04811111		

**: Significativo a $P: 0.01$

El diámetro de tallo promedio del copoazú según la comparación de medias utilizando la prueba de Duncan muestra que las plantas de semillas extraídas de la parte media del fruto (T2) tienen un diámetro significativamente mayor, que las otras a $P: 0.05$ (Figura 3).



Figura 3. Diámetro de tallo de copoazú (*Theobroma grandiflorum*), de tres tratamientos de semillas extraídas de diferentes partes del fruto y prueba comparación de medias Duncan, en el municipio de Cobija, departamento de Pando.



• Número de hojas

El análisis de varianza (ANOVA) para el número de hojas de copoazú (*Theobroma grandiflorum*), revela que hay diferencias significativas a $P: 0.01$ entre los tratamientos de semillas extraídas de diferentes partes del fruto (Tabla 4).

Tabla 4. Análisis de varianza de la variable número de hojas de copoazú (*Theobroma grandiflorum*), de tres tratamientos de semillas extraídas de diferentes partes del fruto, en el municipio de Cobija, departamento de Pando.

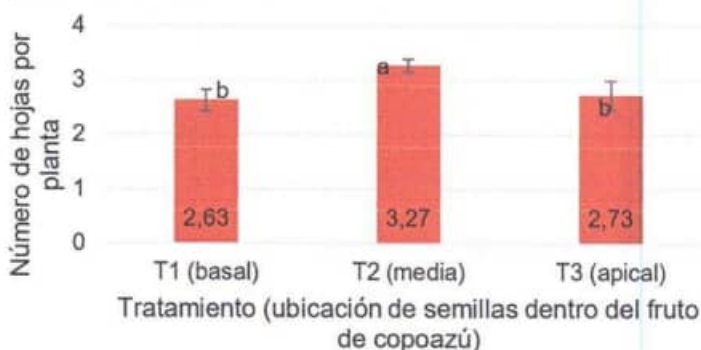
Fuente de Variación	Grados libertad	Suma de cuadrados	Cuadrado de la media	F	Pr > F
Tratamiento	2	1.39111111	0.69555556	16.83	0.0001
Error	15	0.62000000	0.04133333		

** : Significativo a $P: 0.01$

El coeficiente de variación (C.V.) del 13% sugiere una variabilidad moderada en los datos del número de hojas, mientras que el valor de R^2 de 0.6973 indica que solo el 69.73% de la variabilidad en el número de hojas puede explicarse por la posición de las semillas en el fruto. Nótese (Figura 4), presenta mayor número de hojas en plantas que provienen de semillas de la parte media del fruto (T2).



Figura 4. Número de hojas por planta de copoazú (*Theobroma grandiflorum*), debido a tres tratamientos de semillas extraídas de diferentes partes del fruto y prueba comparación de medias Duncan, en el municipio de Cobija, departamento de Pando.



**Conclusiones
y
recomendaciones**

Conclusiones

El análisis del porcentaje de germinación de semillas de *Theobroma grandiflorum* extraídas de diferentes partes del fruto, indica que la posición de las semillas dentro del fruto tiene un impacto significativo en su capacidad de germinación. Las semillas extraídas de la parte media del fruto mostraron una tasa de germinación próximas al 100%, lo que destaca esta ubicación como la más favorable para la germinación.

También en la altura, diámetro de tallo y número de hojas, de las plantas de copoazú son mayores en las que provienen de las semillas ubicadas en la parte media del fruto, en forma significativa, frente a las que provienen de semillas extraídas de la parte basal y apical.

Recomendaciones

Realizar experimentos a largo plazo para observar el rendimiento de *Theobroma grandiflorum*, en diferentes etapas de crecimiento y en distintas condiciones ambientales.

Realizar un desglose detallado de todos los costos asociados con el cultivo de copoazú, incluyendo costos de establecimiento (preparación del terreno, compra de semillas, fertilizantes, y mano de obra), costos operativos (riegos, control de plagas, y mantenimiento), y costos de cosecha y post-cosecha. Incluir los costos de posibles tratamientos adicionales para mejorar la germinación y el crecimiento.

Promover el uso de la semilla ubicada en la parte media del fruto, para el establecimiento de nuevos cultivos en la región amazónica de Bolivia.

**Bibliografía
y/o páginas
web
consultadas**

Carvalho, J. E., Andrade, L. B., & Souza, F. V. (2019). Propagation methods for *Theobroma grandiflorum* (Willd. ex Spreng.) Schum. Revista Brasileira de Fruticultura, 41(2), e-102. <https://doi.org/10.1590/0100-29452019102>



	Reis, L. S., Azevedo, J. L., & Oliveira, L. M. (2018). Germination and initial growth of copoazú (<i>Theobroma grandiflorum</i>) seedlings. <i>Floresta e Ambiente</i>, 25(1), e20160199. https://doi.org/10.1590/2179-8087.019916 SAS Institute Inc. (2013). SAS/STAT Guide v9.4. USA. Silva, A. B., Carvalho, J. E., & Andrade, L. B. (2020). Spatial distribution and physiological quality of <i>Theobroma grandiflorum</i> seeds within the fruit. <i>Revista Brasileira de Fruticultura</i>, 42(1), e-600. https://doi.org/10.1590/0100-29452020600 Silva, R. R. da, Freitas, G. A. de, Siebeneichler, S. C., Mata, J. F. da, & Chagas, J. R. (2007). Desenvolvimento inicial de plântulas de <i>Theobroma grandiflorum</i> (Willd. ex Spreng.) Schum. sob influência de sombreamento. <i>Acta Amazonica</i>, 37(3), 365–370. https://doi.org/10.1590/s0044-59672007000300007
RESPONSABLE DE LA INFORMACION	
Nombre de la entidad	Instituto Nacional de Innovación Agropecuaria y Forestal – INIAF
Correo electrónico	contacto@iniaf.gob.bo
Teléfono	(591-2) - 22124404 – 2 2124411
Página web	https://www.iniaf.gob.bo/webiniaf/
Dirección	Calle Cañada Strongest, Esquina Otero de la Vega, N° 1573/ Zona San Pedro Centro
Nombre del investigador o responsable de la información	Ing. José Martínez Humerez
Nombre del programa y/o proyecto	Programa: Nacional de apoyo a la producción y recolección de frutos amazónicos (castaña, asai, copoazú y majo) Proyecto: Generación de tecnologías de producción para el aprovechamiento efectivo de los frutos amazónicos (castaña, asai, copoazú y majo)
Fecha de envío	19 de agosto 2024



ESTADO PANDINO DE
BOLIVIA

MINISTERIO DE
DESARROLLO RURAL Y TIERRAS

iniAF
Instituto Nacional de Innovación
Agropecuaria y Forestal

**Memoria
fotográfica**



EVALUACION Y TOMA DE DATOS DEL DESARROLLO DE PLANTAS PRODUCIDAS A PARTIR DE SEMILLA DE COPOAZU CONSIDERANDO LA UBICACIÓN DE LA SEMILLA EN EL FRUTO. LA ALTURA DE LA PLANTA SE HA DETERMINADO CON EL USO DE LA UNA REGLA METALICA Y WINCHA METRICA, EL DIAMETRO DE LOS TALLOS SE HA ESTABLECIDO CON EL USO DEL VERNIER O CALIBRADOR.