



Esta obra está bajo una [Licencia Creative Commons Atribución-
NoComercial-CompartirIgual 2.5 Perú](http://creativecommons.org/licenses/by-nc-sa/2.5/pe/).

Vea una copia de esta licencia en
<http://creativecommons.org/licenses/by-nc-sa/2.5/pe/>

**UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN MARTÍN - TARAPOTO
FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS**

**DEPARTAMENTO ACADÉMICO AGROSILVO PASTORIL
ESCUELA ACADÉMICO- PROFESIONAL DE AGRONOMÍA**



TESIS

**EVALUACIÓN AGRONÓMICA DE PLÁNTULAS DEL PIÑÓN
BLANCO (*Jatropha curcas* L.), MEDIANTE EL USO DE
SUSTRATOS ORGÁNICOS Y REMOJO DE SEMILLA BOTÁNICA
EN VIVERO.**

**PARA OPTAR AL TÍTULO PROFESIONAL DE:
INGENIERO AGRÓNOMO**

PRESENTADO POR EL BACHILLER:

MAX HUMBERTO PEZO SAAVEDRA

TARAPOTO - PERÚ

2012

UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN MARTÍN-TARAPOTO
FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS
DEPARTAMENTO ACADÉMICO AGROSILVO PASTORIL
ESCUELA ACADÉMICO - PROFESIONAL DE AGRONOMÍA
ÁREA DE PROPAGACIÓN DE PLANTAS Y MANEJO DE SEMILLAS

TESIS

EVALUACIÓN AGRONÓMICA DE PLÁNTULAS DEL PIÑÓN BLANCO
(*Jatropha curcas* L.), MEDIANTE EL USO DE SUSTRATOS
ORGÁNICOS Y REMOJO DE SEMILLA BOTÁNICA EN VIVERO

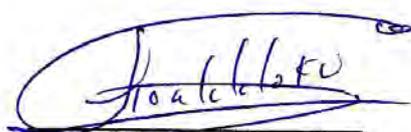
MIEMBROS DEL JURADO



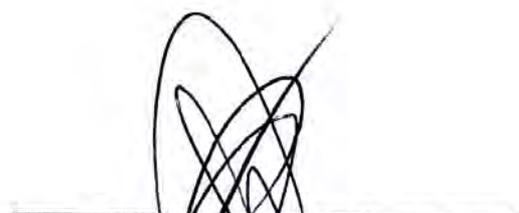
Ing. M.Sc. Dr. Orlando Ríos Ramírez
PRESIDENTE DEL JURADO



Ing. Elías Flores Torres
SECRETARIO DEL JURADO



Ing. Roaldo López Fulca
MIEMBRO DEL JURADO



Ing. M.Sc. César E. Chappa Santa María
ASESOR

DEDICATORIA:

A Dios todo poderoso por mi existencia en este pequeño fragmento que es el planeta tierra.

A mis queridos padres MAX y NANCY, por su gran valor, esfuerzo, sacrificio, apoyo incondicional y, que a pesar de las dificultades y distancias siempre son uno y día a día siempre estarán allí para apoyarme a alcanzar mis metas trazadas.

A mis queridos hermanos, Jhuliana, Vanessa y Martín por su gran apoyo y su comprensión para seguir adelante, porque sin el apoyo de ellos mi meta no sería cumplida.

Y al recuerdo especial de una gran persona que con su amor, apoyo y comprensión me ayudó a seguir adelante.

También, a todas aquellas personas que con sus consejos me brindaron ánimos para alcanzar esta primera meta de ser profesional; Carmela, José, María Jesús, Jorge, Salatiel, Nicky, Zein y Antonio, a todos ellos muchas gracias.

AGRADECIMIENTO:

- Agradezco a Dios que me dió vida, salud y fuerzas para realizar éste presente trabajo.
- Al Ing. M.Sc. César E. Chappa Santa María por su apoyo, esfuerzo y asesoramiento en la preparación, elaboración y presentación de este proyecto de tesis.
- Al Ing. M.Sc. Javier Ormeño Luna por la comprensión y los consejos al evaluar el presente proyecto.
- Al Ing. Max Beltrán Pezo Perea por el constante e incondicional apoyo, moral, económico y social al desarrollar este proyecto, a él muchísimas gracias.
- Muchos agradecimientos al Ing. Enrique Toledo Gerente general del Vivero “REFORESTA PERU” S.A.C que gracias a su acogida y apoyo profesional-tecnológico no hubiese sido posible realizar este proyecto
- Al Ing. Ignacio Piqueras Villaran, y al Ing. Jim Linares, Jefes Responsables del Vivero “REFORESTA PERU” S.A.C. que día a día en el transcurso de la elaboración de este proyecto, me brindaron consejos teóricos prácticos para mi desarrollo profesional.
- A Freddy Leguía muchas gracias por ser un consejero más en el desarrollo de este proyecto y su equipo técnico profesional por el apoyo incondicional.
- A todas aquellas personas que siempre estuvieron a mi lado brindándome su comprensión y apoyo, a ellos muchas gracias.

CONTENIDO

	Pág.
I. INTRODUCCIÓN	1
II- OBJETIVOS	3
III.- REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA	4
3.1 Generalidades	4
3.1.1 Origen	4
3.1.2 El Cultivo de Piñón en el Perú	4
3.1.3 Clasificación taxonómica	4
3.1.4 Morfología del Piñón	5
3.1.5 Fenología	7
3.1.6 Importancia del Piñón	8
3.1.7 Composición	9
3.2 Exigencias de Clima y Suelo	9
3.3 Propagación del Cultivo	10
3.3.1 Siembra en Vivero	11
3.4 De los sustratos	13
3.4.1 Propiedades de los Sustratos	13
3.4.1.1 Propiedades Físicas	13
3.4.1.2 Propiedades químicas	14
3.4.1.3 Propiedades biológicas	15
3.4.2 Tipos de Sustratos	16
3.4.2.1 Según sus Propiedades	16
3.4.2.2 Según el origen de los Materiales	17
3.4.3 Características del Sustrato Ideal	18
a) Propiedades Físicas	19
b) Propiedades Químicas	19
c) Otras Propiedades	19
3.5 Componentes en Estudio	20
3.5.1 Biosolarización	20
3.5.2 La Semilla	23
3.5.2.1 Tratamiento	24
3.6 Generalidades e Investigaciones realizadas	27
3.6.1 Relación Área Foliar (RAF)	27
IV.- MATERIALES Y MÉTODOS	29
4.1 Ubicación del Lugar Experimental	29
4.1.1 Ubicación política	29
4.1.2 Ubicación geográfica	29
4.1.3 Fisiografía	29
4.2 Instalación del Experimento	30
4.2.1 Acondicionamiento del Campo Experimental	30
4.2.2 Recolección de Componentes para el desarrollo del Proyecto.	30
4.3 Diseño Estadístico	32
4.4 Esquema de Análisis Estadístico	32
4.5 Conducción del experimento	33
a) Preparación de los Tres Tipos de Sustratos	33
b) Desinfección de Sustratos	33
c) Análisis Físico-Químico de los Tres Tipos de	33

Sustratos	35
d) Acondicionamiento de los Componentes	37
e) Llenado de Bolsas	38
f) Acomodo de Bolsas	38
g) Instalación de Rótulos	39
h) Selección de Semilla	40
i) Tipos de Tratamientos para el uso de Semilla	40
j) Siembra Directa	41
k) Riego	42
l) Control de Malezas	42
m) Control Fitosanitario	43
n) Evaluaciones	43
4.6 Parámetros Evaluados	44
4.6.1 Porcentaje de Emergencia	44
4.6.2 Índice de Velocidad de germinación	44
4.6.3 Índice de Velocidad de Emergencia	45
4.6.4 Crecimiento de Biomasa radicular (a pleno sol).	45
a) Longitud radicular	45
b) Número de raíces	45
c) Peso de raíces	45
4.6.5 Crecimiento de la Biomasa aérea	46
a) Número de raíces, tallos y hojas	46
b) Peso total de la Biomasa aérea	46
4.6.6 Capacidad de fijación de Carbono (C)	46
a) Carbono Fijado 1	46
b) Carbono Fijado 2	46
4.6.7 Área Foliar	46
4.7 Factores en el Experimento	46
4.8 Características de los Tratamientos o Factores en estudio.	47
V.- RESULTADOS	48
VI.- DISCUSIONES	55
6.1 Del tamaño de plántulas expresado en cm	55
6.2 De la longitud de la Biomasa Aérea en cm	57
6.3 De la longitud de la Biomasa radicular en cm	59
6.4 Del número de raíces	61
6.5 Del número de hojas	63
6.6 Del contenido de Carbono en la biomasa radicular expresado en Kg.	65
6.7 Del contenido de carbono en la biomasa aérea expresado en Kg. de C planta ⁻¹	67
6.8 Del área foliar total expresado en cm ²	69
VII.- CONCLUSIONES	73
VIII.- RECOMENDACIONES	75
IX.- BIBLIOGRAFÍA	76
X.- ANEXO	79

ÍNDICE DE CUADROS

	Pág.
Cuadro 01: Estado fenológico del Piñón	8
Cuadro 02: Composición del Piñón	9
Cuadro 03: Exigencias de Clima y Suelo	10
Cuadro 04: Evaluación de características morfológicas, etapa inicial de crecimiento de ecotipo Caballococha	28
Cuadro 05: Evaluación de características morfológicas, etapa Inicial de crecimiento de ecotipo Totorillaico	28
Cuadro 06: Esquema del análisis de varianza	32
Cuadro 07: Análisis físico-químico	36
Cuadro 08: Tratamiento en estudio	46
CUADROS EN RESULTADOS	48
Cuadro 01: ANVA para el tamaño de plántulas en cm	48
Cuadro 02: Duncan al 0.05 para los tratamientos del Factor A	48
Cuadro 03: Duncan al 0.05 para los tratamientos del Factor B	48
Cuadro 04: ANVA para longitud de la biomasa aérea en cm	49
Cuadro 05: Duncan al 0.05 para los tratamientos del Factor A	49
Cuadro 06: Duncan al 0.05 para los tratamientos del Factor B	49
Cuadro 07: ANVA para longitud de la biomasa radicular en cm	50
Cuadro 08: Duncan al 0.05 para los tratamientos del Factor A	50
Cuadro 09: Duncan al 0.05 para los tratamientos del Factor B	50
Cuadro 10: ANVA para el número de raíces por planta	51
Cuadro 11: Duncan al 0.05 para los tratamientos del Factor A	51
Cuadro 12: Duncan al 0.05 para los tratamientos del Factor B	51
Cuadro 13: ANVA para el número de hojas por planta	52
Cuadro 14: Duncan al 0.05 para los tratamientos del Factor A	52
Cuadro 15: Duncan al 0.05 para los tratamientos del Factor B	52
Cuadro 16: ANVA para el contenido de carbono en la biomasa radicular expresado en kg de C.planta ⁻¹	52
Cuadro 17: Duncan al 0.05 para los tratamientos del Factor A	53
Cuadro 18: Duncan al 0.05 para los tratamientos del Factor B	53
Cuadro 19: ANVA para el contenido de carbono en la biomasa aérea	

expresado en Kg de C.planta ⁻¹	53
Cuadro 20: Duncan al 0.05 para los tratamientos del Factor A	53
Cuadro 21: Duncan al 0.05 para los tratamientos del Factor B	54
Cuadro 22: ANVA para el área foliar total expresado en cm ²	54
Cuadro 23: Duncan al 0.05 para los tratamientos del Factor A	54
Cuadro 24: Duncan al 0.05 para los tratamientos del Factor B	54

ÍNDICE DE FOTOGRAFIAS

	Pág.
Foto 01: Lugar-Instalación de la Tesis	30
Foto 02: Acopio de insumos inmediaciones del vivero	31
Foto 03: Preparación de los sustratos	33
Foto 04: Llenando las bolsas plásticas con los sustratos	34
Foto 05: Bolsas plásticas puestas a Biosolarización	34
Foto 06: Muestras de los sustratos en el momento del Análisis	35
Foto 07: Sustratos listo para ser llenados en las bolsas	37
Foto 08: Llenando Bolsas	38
Foto 09: Acomodando las bolsas	39
Foto 10: Rótulos instalados para una mejor identificación	39
Foto 11: Semillas en inmersión	40
Foto 12: Siembra directa de Piñón	41
Foto 13: Riego con los aspersores de la empresa	42
Foto 14: Control fitosanitario con bomba mochila	43
Foto 15: Planta sacrificada	44

I.- INTRODUCCIÓN

El piñón blanco, por sus diferentes bondades como recuperador de suelos; considerado así por su buen desarrollo en suelos degradados; por la calidad del aceite de sus semillas para la elaboración biodiesel, etc. es un cultivo energético, nuevo y de gran valor comercial. La introducción comercial del cultivo energético de ***Jatropha curcas L.***, como fuente de energía renovable viene trayendo consigo beneficios al desarrollo económico, social y ambiental; generación de empleos y reducción de emanaciones de gases contaminantes.

El piñón blanco (***Jatropha curcas L.***), está siendo considerado como opción para la agricultura en la región San Martín por ser una especie nativa, que soporta altas temperaturas, resistente a sequías y porque desarrollará un gran potencial para la producción de biocombustibles.

Hoy en día en nuestra región se está brindando mucho interés por la siembra del Piñón Blanco (***Jatropha curcas L.***), debido a que está generando gran demanda entre las empresas extranjeras, locales, por el beneficio para los mismos agricultores, y por el elevado costo de sus semillas.

Actualmente se viene desarrollando trabajos de investigación cuyos resultados todavía demanda tiempo y dinero, con el interés sobre el manejo agronómico para la obtención de semillas de alta productividad.

El cultivo de piñón puede ser propagado tanto asexualmente por partes vegetativas (estacas), utilizado comúnmente en la preparación de cercos vivos y en forma sexual

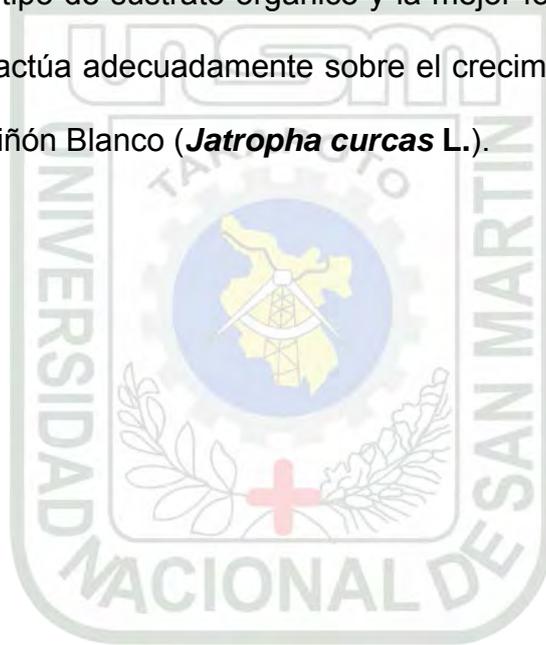
(semillas), en siembras comerciales modernas para la producción de plántones aptos para el trasplante en grandes y pequeñas extensiones, consiguiendo de estos muy buenos resultados.

El sistema en vivero es una forma adecuada de preparar plántones de piñón ya que a través de este se viene desarrollando un buen manejo y seguimiento del desarrollo vegetativo del cultivo de Piñón Blanco (*Jatropha curcas L.*).

La Universidad Nacional de San Martín-Tarapoto junto con la Facultad de Ciencias Agrarias siguiendo con la formación de sus Profesionales para el desarrollo de la Región San Martín, incentivado por el Centro de Desarrollo e Investigación de la Selva Alta (CEDISA) con la Supervisión del Ing. M.Sc. Cesar E. Chappa Santa María y el apoyo Tecnológico del Vivero “REFORESTA PERÚ SAC” bajo el control del suscrito; se puso en marcha la ejecución de este proyecto de investigación Titulado: “Evaluación Agronómica de Plántulas de Piñón blanco (*Jatropha curcas L.*) mediante el uso de sustratos orgánicos y remojo de semilla botánica en vivero” para así obtener noción clara, sencilla y detallada sobre el desarrollo tecnológico y vegetativo de Piñón blanco en Vivero.

II. OBJETIVOS:

1. Evaluar agronómicamente el efecto en plántulas de Piñón Blanco (*Jatropha curcas* L.) con respecto a tres tipos de sustratos orgánicos y tres formas de remojo de semilla botánica.
2. Determinar el tipo de sustrato orgánico y la mejor forma de remojo de semilla botánica que actúa adecuadamente sobre el crecimiento radicular y aéreo en el cultivo de Piñón Blanco (*Jatropha curcas* L.).



III. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA:

3.1. GENERALIDADES.

3.1.1. ORIGEN.

IICA (1989), indica que es un árbol pequeño, originario de América tropical (Brasil), introducido en las islas del Cabo Verde por los portugueses en el siglo XVII y extendido, ulteriormente, a las regiones de América del Sur y zonas cálidas y subtropicales del Viejo Continente y de África.

3.1.2. EL CULTIVO DE PIÑÓN EN EL PERÚ.

La Región San Martín está haciendo los esfuerzos para ser un productor de la materia prima del biodiesel, que es un combustible alternativo que se produce a partir del aceite de las semillas como del Piñón (*Jatropha curcas* L.), fácilmente cultivables en las zonas tropicales de nuestro país. Dice **MEDINA, (2008)**, en la " Región San Martín se impulsará el cultivo del Piñón para producción de biodiesel"

3.1.3. CLASIFICACIÓN TAXONÓMICA

Según **INIA (2008)**, reportó la siguiente clasificación botánica:

Reino	:	Plantae.
División	:	Embryophyta.
Clase	:	Magnoliopsida.
Orden	:	Malpighiales
Familia	:	Euphorbiaceae.
Género	:	Jatropha.
Especie	:	<i>Jatropha curcas</i> L.

3.1.4. MORFOLOGÍA DEL PIÑÓN

- **RAIZ:**

INIA (2008), menciona que normalmente tiene cinco raíces, una central y cuatro periféricas.

- **PLANTA:**

Según **CULTIVOS ENERGÉTICOS SRL (2008)**, reporta que es un arbusto que crece más de 2 metros de altura con corteza blanco grisácea y exuda un látex translúcido.

Según **INIA (2008)**, reporta que la *Jatropha curcas* L. es un arbusto de 2 a 6 m de altura de corteza blanca grisácea.

Por su parte **IICA (1989)**, menciona que es una planta monoica y vivaz, de tronco recto y que alcanza una altura de 7 metros según las condiciones climatológicas y edafológicas del ambiente.

- **TALLO:**

INIA (2008), menciona que crecen con discontinuidad morfológica en cada incremento.

- **CORTEZA:**

Según **IICA (1989)**, aporta que tiene una corteza de color verde-amarillento, extremadamente delgada, que se desprende de la corteza inferior, blanca con manchas rojizas, y que exuda una savia de color rojo oscuro.

- **RAMAS:**

Según **IICA (1989)**, nos dice que son de color verde-grisáceo, secretan una savia lechosa de color blanco cuando son cortadas.

- **HOJAS:**

Según **INIA (2008)**, indica que son grandes y tienen entre cinco y siete lóbulos poco profundos y pecíolos largos que miden entre 5 a 35 cm. Éstas se colocan en forma alterna y se caen en época seca o cuando hay demasiada humedad.

- **FLOR:**

Según **CULTIVOS ENERGÉTICOS SRL (2008)**, menciona que las inflorescencias se forman terminalmente en la axila de las hojas en las ramas. Ambas flores, masculinas y femeninas, son pequeñas (6-8 mm), verdoso amarillo en el diámetro y pubescente. Cada inflorescencia rinde un manojito de aproximadamente 10 frutos ovoides o más. El desarrollo del fruto necesita 90 días desde la floración hasta que madura la semilla.

- **FRUTOS:**

Según **INIA (2008)**, afirma que son cápsulas drupáceas y ovoides. Después de la polinización, se forma una fruta trilocular de forma elipsoidal. Al inicio son frutos de color verde, luego van tornándose amarillos y finalmente de color café oscuro o negro. Cada inflorescencia rinde un racimo de aproximadamente nueve frutos.

- **SEMILLAS:**

Según **INIA (2008)**, menciona que la fruta produce tres almendras negras, cada una aproximadamente de 2 centímetros de largo y 1 centímetro en el diámetro.

3.1.5 FENOLOGÍA:

CULTIVOS ENERGETICOS SRL (2008), detalla la fenología del cultivo Piñón de la siguiente manera:

- **DESARROLLO VEGETATIVO:** Una plántula de 15 cm tiene ya las propiedades para trasplante a campo. El crecimiento es relativamente rápido.
- **FRUCTIFICACIÓN:** A los 8 meses empieza la primera fructificación. Normalmente la floración es en Mayo y Julio y la fructificación en Julio y Octubre.
- **DESARROLLO DE FRUTOS Y MADURACIÓN:** El fruto es tipo una nuez verde, luego se torna amarilla y madura tomando un color marrón. Dentro del mismo se encuentran 3 semillas de color negro.
- **RECOLECCIÓN O COSECHA:** A los 8 meses primera cosecha 200/250 Kg. p/ha. Luego de año y medio se efectúan dos cosechas anuales. Desarrollada la planta, anualmente se obtiene alrededor de 10 Kg. de frutos por planta, de las cuales, 4 Kg. corresponden a la semilla.

- **COSECHA:** La cosecha es manual (cultivo de alto impacto social).

CUADRO Nº 1: ESTADO FENOLÓGICO DEL PIÑÓN

Estado Fenológico	Nº	Después de la siembra
Pre germinado	1-2	Días
Germinación	7-10	Días
Trasplante	20-25	Días
Floración	7	Meses
Fructificación	8	Meses
Cosecha	9	Meses

Fuente: www.engormix.com

3.1.6 IMPORTANCIA DEL PIÑÓN:

IICA (1989), menciona lo siguiente:

Independientemente de sus usos tradicionales como purgantes o por sus propiedades hemostáticas, el piñón ha sido cultivado por el aceite de sus semillas, el cual ha sido usado hasta la década del 50, en la fabricación de jabones y barnices.

Investigaciones realizadas por el Instituto de Recherche pour les Huiles el Oleagineux (IRHO) (Francia), han demostrado que el aceite puede también servir como combustible en motores Diésel, lo cual puede dar un nuevo interés al cultivo.

El aceite del piñón no es secativo; tiene color entre amarillo y rojizo. Su extensión molecular es comparable con el aceite de colza y su viscosidad absoluta, establecida en las temperaturas de 35 y 100° C, es muy superior a la del aceite de oliva, lo cual le otorga cualidades apreciables como lubricante. Recalca, sin embargo, que contiene un principio tóxico, que lo hace impropio para uso alimenticio.

3.1.7 COMPOSICIÓN

CUADRO Nº 02: Composición del Piñón

ELEMENTO	CANTIDAD / SEMILLA
Proteína	55-58%
Nitrógeno	3-4%
Cáscara	34-45%
Almendra	55-66%
H ₂ O	7.2%
Aceite	37.5%
Azúcar, Almidón	55.3%
Materiales Minerales	

Fuente: Cultivos Energéticos (2008)

3.2 EXIGENCIAS DE CLIMA Y SUELO.

La *Jatropha curcas* L., es una especie con gran distribución en los trópicos. Se le encuentra mayormente a bajas elevaciones, por debajo de los 1200 m.s.n.m., en áreas secas o húmedas, en planicies o colinas, con

precipitaciones de 300 a 1800 mm y temperaturas de 18 a 28°C, aunque se planta en sitios con temperaturas de hasta 34°C; presente en forma natural o cultivada en varias regiones de la cuenca amazónica. Resiste la sequía y se adapta a gran variedad de suelos, incluyendo los de bajo contenido de nutrientes, aunque los prefiere livianos y bien drenados. En suelos pesados, la formación de raíces se ve limitada. Menciona **CORDERO, J. & BOSHIER, DH. (2003)**

CUADRO Nº 03: Exigencias de Clima y Suelo

CLIMA Y SUELOS	CONDICIONES NATURALES
Pluviometría	300 – 1800 mm
Estación Seca	3 – 6 meses
Altitud	0 – 1500 m.s.n.m.
T° máx. media mes más calido	34°C
T° media anual	18 – 28°C
Suelos	Tolera suelos infértiles
Textura	Media a Liviana
Drenaje	Bueno
Pendiente	Plana a Ondulada

Fuente: www.herbaria.plants.ox.ac.uk (2003)

3.3 PROPAGACIÓN DEL CULTIVO

INIA (2008), aporta lo siguiente:

El piñón puede ser propagado por semilla y estacas, pero hay que tener cuidado que el material provenga de madres seleccionadas sanas y de buena

productividad. Las plantas provenientes de semilla auguran una longevidad de 30 a 50 años. Las propagadas por estacas son menos resistentes a la sequía por falta de raíz vertical lo que en muchos casos conlleva a una menor longevidad.

3.3.1 SIEMBRA EN VIVERO:

- **Preparación del sustrato:** Mezclar en forma uniforme tres partes de tierra, una de arena y una de compost, humus de lombriz o bagazo de caña, colocar esta mezcla en bolsas almacigueras.
- **Pre germinado:** Remojar las semillas de acuerdo a la densidad a sembrarse por un espacio de 24 horas; el agua debe estar al ras de las semillas. Después del remojo, escurrir el agua y dejar secar por 24 horas bajo sombra. para de esta manera acelerar la germinación.
- **Siembra en las bolsas:** Pasadas las 48 horas de pre germinado sembrar aquellas semillas que muestran la radícula, una por cada bolsa de polietileno con el fin de asegurar un buen número de plantas.

Las plantas deben permanecer de 15 a 20 días en el vivero donde se les brindaran los mejores cuidados. Los viveros deben estar bajo sombra y unos 5 días antes del trasplante ésta debe disminuirse para que las plántulas se desarrollen bien.

Traslado y alineamiento de bolsas en el vivero.

Las bolsas llenas con la mezcla se deben trasladar al sombreado para la preparación de bancales. Los bancales recomendables son de 6 bolsas en la cabecera (60 cm) y el largo de acuerdo a las dimensiones del vivero y las condiciones de manejo, separando un bancal de otro por lo menos 50 cm.

Por su parte el **PROGRAMA DE DIVERSIFICACIÓN DE LA FUNDACIÓN HORUGUEÑA, (2007)**, reporta:

- **Utilidad de los viveros**

Proveer plantas uniformes en edad, tamaño, nutrición y cuidados para la siembra en campo.

- **Ubicación de los viveros**

El sitio donde se va a ubicar los viveros debe estar:

- a) Cercano a una fuente de agua.
- b) Próximo a los sitios de siembra definitiva.
- c) Contar con vigilancia permanente.
- d) Terreno de preferencia plano.
- e) Preferiblemente cercado para evitar presencia de animales.

- **Limpieza del terreno para vivero**

- a) Limpieza de malezas, piedras, troncos.
- b) Nivelación del terreno.

d) Marcado de bancales.

- **Selección de la fuente de suelo**

Para el llenado de bolsas el suelo seleccionado debe ser poroso, franco, que proceda de vega de río (color oscuro).

- **Sustrato para el llenado de bolsas**

a) Mezclar el suelo con cascarilla de arroz en proporción 2:1.

b) Como sustituto de la cascarilla puede emplearse estiércol de ganado.

c) Llenar con esta mezcla $\frac{3}{4}$ partes de las bolsas del vivero.

3.4 DE LOS SUSTRATOS

INFOAGRO (2009), menciona que un sustrato es todo material sólido distinto del suelo natural, de síntesis o residual, mineral u orgánico, que, colocado en un contenedor, en forma pura o en mezcla, permite el anclaje del sistema radicular de la planta, desempeñando, por tanto, un papel de soporte para la planta.

3.4.1 PROPIEDADES DE LOS SUSTRATOS

3.4.1.1 Propiedades físicas.

a) Porosidad.

Es el volumen total del medio no ocupado por las partículas sólidas, y por tanto, lo estará por aire o agua en una cierta proporción. Su valor óptimo no debería ser inferior al 80-85 %, aunque sustratos de menor porosidad pueden ser usados ventajosamente en determinadas condiciones.

b) Densidad.

La densidad de un sustrato se puede referir bien a la del material sólido que lo compone y entonces se habla de densidad real, o bien a la densidad calculada considerando el espacio total ocupado por los componentes sólidos más el espacio poroso, y se denomina porosidad aparente.

c) Estructura.

Puede ser granular como la de la mayoría de los sustratos minerales o bien fibrilares. La primera no tiene forma estable, acoplándose fácilmente a la forma del contenedor, mientras que la segunda dependerá de las características de las fibras.

d) Granulometría.

El tamaño de los gránulos o fibras condiciona el comportamiento del sustrato, ya que además de su densidad aparente varía su comportamiento hídrico a causa de su porosidad externa, que aumenta de tamaño de poros conforme sea mayor la granulometría.

3.4.1.2 Propiedades químicas.

La reactividad química de un sustrato se define como la transferencia de materia entre el sustrato y la solución nutritiva que alimenta las plantas a través de las raíces. Dentro de las cuales se tienen:

a) Químicas: Se deben a la disolución e hidrólisis de los propios sustratos y pueden provocar:

- Efectos fitotóxicos por liberación de iones H^+ y OH^- y ciertos iones metálicos como el Co^{+2} .
- Efectos carenciales debido a la hidrólisis alcalina de algunos sustratos que provoca un aumento del pH y la precipitación del fósforo y algunos micro elementos.
- Efectos osmóticos provocados por un exceso de sales solubles y el consiguiente descenso en la absorción de agua por la planta.

b) Físico-químicas: Son reacciones de intercambio de iones. Se dan en sustratos con contenidos en materia orgánica o los de origen arcilloso (arcilla expandida) es decir, aquellos en los que hay cierta capacidad de intercambio catiónico (C.I.C.). Estas reacciones provocan modificaciones en el pH y en la composición química de la solución nutritiva por lo que el control de la nutrición de la planta se dificulta.

c) Bioquímicas: Son reacciones que producen la biodegradación de los materiales que componen el sustrato. Se producen sobre todo en materiales de origen orgánico, destruyendo la estructura y variando sus propiedades físicas. Normalmente se prefieren son sustratos inertes frente a los químicamente activos. La actividad química aporta a la solución nutritiva elementos adicionales por procesos de hidrólisis o solubilidad.

3.4.1.3. Propiedades biológicas.

Cualquier actividad biológica en los sustratos es claramente perjudicial. Los microorganismos compiten con la raíz por oxígeno y nutrientes. También pueden degradar el sustrato y empeorar sus características físicas de partida. Generalmente disminuye su capacidad de aireación, pudiéndose producir asfixia radicular. La actividad biológica está restringida a los sustratos orgánicos y se eliminarán aquellos cuyo proceso de degradación sea demasiado rápido.

3.4.2 TIPOS DE SUSTRATOS

Existen diferentes criterios de clasificación de los sustratos, basados en el origen de los materiales, su naturaleza, sus propiedades, su capacidad de degradación, etc.

3.4.2.1 Según sus propiedades.

- **Sustratos químicamente inertes.** Arena granítica o silíceo, grava, roca volcánica, perlita, arcilla expandida, lana de roca, etc.
- **Sustratos químicamente activos.** Turbas rubias y negras, corteza de pino, vermiculita, materiales ligno-celulósicos, etc.

Las diferencias entre ambos vienen determinadas por la capacidad de intercambio catiónico o la capacidad de almacenamiento de nutrientes por parte del sustrato.

Los sustratos químicamente inertes actúan como soporte de la planta, no interviniendo en el proceso de adsorción y fijación de los nutrientes, por lo que han de ser suministrados mediante la solución fertilizante. Los sustratos químicamente activos sirven de soporte a la planta pero a su vez actúan como depósito de reserva de los nutrientes aportados mediante la fertilización, almacenándolos o cediéndolos según las exigencias del vegetal.

3.4.2.2 Según el origen de los materiales.

a) Materiales orgánicos.

- **De origen natural:** Se caracterizan por estar sujetos a descomposición biológica (turbas).
- **De síntesis:** Son polímeros orgánicos no biodegradables, que se obtienen mediante síntesis química (espuma de poliuretano, polietileno expandido, etc.).
- **Subproductos y residuos de diferentes actividades agrícolas, industriales y urbanas:** La mayoría de los materiales de este grupo deben experimentar un proceso de compostaje, para su adecuación como sustratos (cascarillas de arroz, pajas de cereales, fibra de coco, orujo de uva, cortezas de árboles, aserrín y virutas de la madera, residuos sólidos urbanos, lodos de depuración de aguas residuales, etc.).

b) Materiales inorgánicos o minerales.

- **De origen natural.** Se obtienen a partir de rocas o minerales de origen diverso, modificándose muchas veces de modo ligero, mediante tratamientos físicos sencillos. No son biodegradables (arena, grava, tierra volcánica, etc.).
- **Transformados o tratados.** A partir de rocas o minerales, mediante tratamientos físicos, más o menos complejos, que modifican notablemente las características de los materiales de partida (perlita, lana de roca, vermiculita, arcilla expandida, etc.).
- **Residuos y subproductos industriales.** Comprende los materiales procedentes de muy distintas actividades industriales (escorias de horno alto, estériles del carbón, etc.).

3.4.3 CARACTERÍSTICAS DEL SUSTRATO IDEAL.

El mejor medio de cultivo depende de numerosos factores como son el tipo de material vegetal con el que se trabaja (semillas, plantas, estacas, etc.), especie vegetal, condiciones climáticas, sistemas y programas de riego y fertilización, aspectos económicos, etc.

Para obtener buenos resultados durante la germinación, el enraizamiento y el crecimiento de las plantas, se requieren las siguientes características del medio de cultivo:

a) Propiedades físicas:

- Elevada capacidad de retención de agua fácilmente disponible.
- Suficiente suministro de aire.
- Distribución del tamaño de las partículas que mantenga las condiciones anteriores.
- Baja densidad aparente.
- Elevada porosidad.
- Estructura estable, que impida la contracción (o hinchazón del medio).

b) Propiedades químicas:

- Baja o apreciable capacidad de intercambio catiónico, dependiendo de que la fertirrigación se aplique permanentemente o de modo intermitente, respectivamente.
- Suficiente nivel de nutrientes asimilables.
- Baja salinidad.
- Elevada capacidad tampón y capacidad para mantener constante el pH.
- Mínima velocidad de descomposición.

c) Otras propiedades.

- Libre de semillas de malas hierbas, nematodos y otros patógenos y sustancias fitotóxicas.
- Reproductividad y disponibilidad.
- Fácil de mezclar.
- Fácil de desinfectar y estabilidad frente a la desinfección.

- Resistencia a cambios externos físicos, químicos y ambientales.

www.infoagro.com.

3.5 COMPONENTES EN ESTUDIO

3.5.1 BIOSOLARIZACIÓN

ELIMINACIÓN DEL BROMURO DE METILO EN LA FUMIGACIÓN DE SUELOS EN EL PERÚ (2003), menciona lo siguiente:

La Biosolarización es un método de control de patógenos y malezas que se encuentran en el suelo y consiste en pasar un flujo de vapor a través de los poros del sustrato, de manera que al tomar contacto con las partículas frías se condensa, pasando a la fase líquida, liberando el calor latente que permite destruir los organismos vivos nocivos para las plantas.

La Biosolarización como proceso hidrotermal pasivo utilizado en el tratamiento de sustratos es una alternativa sencilla y barata para reemplazar a las sustancias químicas que el hombre ha producido como bromuro de metilo para controlar los patógenos en el suelo.

Esta alternativa ha dado buenos resultados en diferentes experiencias, donde el tiempo de radiación solar es intenso. Para su aprovechamiento los sustratos son cubiertos con plásticos transparentes, con el objetivo de alcanzar temperaturas elevadas, que permitan suprimir y eliminar patógenos del suelo como hongos, nemátodos, bacterias, insectos y malezas.

La desinfección de sustratos es una estrategia válida para garantizar la producción de plántulas, por ello es usado muy ampliamente el bromuro de

metilo que afecta en la capa de ozono por lo que es necesario buscar alternativas de sustitución que no causen daño al medio ambiente.

Según De Vay. (1989), la biosolarización es un método de desinfección de suelos utilizado en regiones con altas temperaturas e intensa radiación solar. El método consiste en acolchar el suelo húmedo y desnudo con plástico transparente; este método es una alternativa ecológica a la fumigación con bromuro de metilo. Con esta técnica se logra el control de diferentes patógenos, como hongos, nematodos, malas hierbas, e insectos; así mismo mejora la estructura del suelo e incrementa la disponibilidad de nitrógeno y otros nutrientes esenciales para la planta.

De igual manera, **Mont (2002)**, manifiesta que para tener un buen nivel de control es necesario que el plástico a usar sea transparente ya que permite transmitir la radiación solar. Este tratamiento debe ser hecho durante el periodo de altas temperaturas y alta radiación solar (verano). En este aspecto, las áreas de Arequipa, zonas de la costa norte y de la selva con alta radiación solar son ideales para emplear esta técnica.

El mismo autor indica que el suelo debe mantenerse húmedo durante el tratamiento para incrementar la sensibilidad termal de las estructuras de conservación de los patógenos y mejorar la conducción de calor. El suelo bajo el plástico debe estar saturado al menos a 70% de la capacidad de campo en las capas superiores, y humedecerse a profundidades de 60cm para que la biosolarización sea efectiva.

Asimismo, se indica que el plástico transparente debe ser el más delgado posible (25 a 30 μm) por ser el más económico y en cierta forma el más efectivo en calentar. El periodo de cubrimiento debe ser lo suficientemente largo para permitir que en las capas profundas del suelo donde la temperatura es menor, se obtenga el mismo control que en las capas superiores, esto quiere decir que el tiempo de biosolarización debe ser de 4 semanas a más.

El éxito de la biosolarización está basado en el hecho de que muchos de los patógenos y plagas de las plantas son mesófilas y no están capacitadas para vivir largos periodos de temperaturas superiores a los 37°C la sensibilidad al calor de estos organismos están relacionadas a los límites de fluidez de la membrana celular y a la inactivación del sistema enzimático (especialmente respiratorio).

Los patógenos pueden ser eliminados directamente por el calor o resultar debilitados por temperaturas sub-letales que lo inhabilitan para dañar los cultivos.

Stapleton (1997), probó que la biosolarización tiene un potencial para desinfectar el suelo de huertos de ciertos nematodos y hongos patógenos los cuales atacan una variedad de cultivos perennes en los valles del interior de California. Los suelos infestados por nematodos y hongos patógenos fueron cubiertos con polietileno negro y transparente, encontrándose una reducción de los patógenos entre el 89 y 100%, el cual indica que la biosolarización es una buena alternativa para tratar los suelos utilizados en los huertos.

La eficiencia de la biosolarización en el tratamiento de los suelos se debe a la sensibilidad de los nematodos a temperaturas relativamente altas. La primera prueba realizada por Bchuz (1990), al nivel de campo para controlar nematodos fitoparásitos de plantas usando laminas de polietilenos transparente y negro, resultó una reducción significativa de las poblaciones de estos comparados con campos no biosolarizados.

3.5.2 LA SEMILLA:

Cada uno de los cuerpos que forman parte del fruto que da origen a una nueva planta. La semilla se produce por la maduración de un óvulo de una gimnosperma o de una angiosperma. Una semilla contiene un embrión del que puede desarrollarse una nueva planta bajo condiciones apropiadas, a esta se atribuye diferentes procesos por el cual la semilla toma para obtener un buen desarrollo vegetativo, como:

a) Porcentaje de Germinación (%):

Expresa el porcentaje final de semillas que germinan con relación al número total de semillas sembradas sin relacionarla con su rapidez y se calcula de la siguiente manera:

$$\% \text{ Germinación} = (\text{Semillas germinadas} \times 100) / \text{Semillas Sembradas}$$

b) Vigor germinativo:

La germinación de un grupo de semillas, no ocurre de una manera uniforme; se inicia la germinación de unas pocas, hasta que al cabo de un

tiempo germinan todas las que tienen condiciones favorables para hacerlo. El tiempo transcurrido entre el inicio de la germinación y su terminación, puede ser corto o largo, cuanto más corto, es mayor la energía germinativa. A esta rapidez se le considera como el vigor de germinación y se puede medir en función del tiempo.

c) Tiempo germinativo:

O también llamado Tiempo Medio Germinativo y mediante este parámetro se busca medir la velocidad y dispersión de la germinación a través de la expresión:

$$TMG = (T_1N_1 + T_2N_2 + \dots T_nN_n)/N$$

3.5.2.1 Tratamiento

a) Remojo de Semillas

El objetivo de remojar las semillas es conseguir una mayor hidratación para que se produzca antes de la germinación. Con el remojo se consigue que se ablande la capa externa de la semilla y, al mismo tiempo, se disuelvan y se eliminen una serie de sustancias que inhibían el proceso de germinación. De no remojarse, algunas semillas no tendrán capacidad para romper la cutícula externa y no germinarán; otras las semillas se hidratarán poco a poco sobre el mismo subsuelo aunque el tiempo de germinación en este caso será superior. Algunos estudios realizados en la India, demostraron la ventaja de este método. En estos estudios se comprobó, por ejemplo, que, remojo el trigo, la cebada o el arroz durante 8 horas, el maíz durante 12 ó 18 horas, el sorgo o el lino durante

10 horas, o los garbanzos, cacahuates, durante 8 horas las semillas germinaban antes y en mejores condiciones.

b) Forma de remojo de semillas

Las semillas pueden remojarse en agua caliente, en agua hirviendo o en agua fría. El agua deberá ser más caliente para aquellas semillas que resulten más difíciles de germinar. Como norma general deberemos introducir el doble o el triple de agua que de semillas y removerlas bien para que el agua las remoje bien a todas. Esto es especialmente interesante en las semillas de poco tamaño.

Después de cada periodo de remojo, deberán aclararse bien con agua a temperatura normal teniendo en cuenta que deberán eliminarse aquellas semillas que floten sobre el agua, después de aplicarles una pequeña presión con el dedo, o todas las cortezas o impurezas que pueden existir sobre ella. Esto último se debe tener en cuenta en algunas semillas muy ligeras como las de las crucíferas (Coles y otras hortalizas parecidas)

Posteriormente al proceso de aclarado deberán dejarse escurrir por un periodo de 8-12 horas en el lugar adecuado y con la temperatura adecuada.

Aquellas semillas que tarden más tiempo en germinar que un periodo de remojo, deberán someterse a otro o varios periodos de remojo adicionales.

Posteriormente deberán aclararse y secarse después de cada periodo de

remojo hasta que se inicie la germinación. Hemos de tener en cuenta que alguna semillas pueden tardar varios días en germinar.

c) Tiempo de remojo de semilla:

Aunque generalmente las semillas se suelen remojar durante un periodo que oscila entre las 8 y las 48 horas, se debe conocer el tiempo aproximado de remojo de las semillas, puesto que una inmersión demasiado prolongada en agua termina por estropearlas. Es una técnica que no se utiliza demasiado porque, al no existir una tabla oficial del tiempo de remojo de la mayoría de las semillas, muchos agricultores, jardineros u horticultores tienen miedo de estropearlas y no recurren a esta posibilidad. El remojo en agua templada resulta muy conveniente para las semillas de muchas verduras y hortalizas. Para ello se introducen en un barreño con agua caliente de 8 a 12 horas. Por ejemplo, las semillas de tomate, melón, sandía, pepino, pimiento, berenjena se benefician de este tratamiento.

Algunas semillas no necesitan remojarse para que germinen bien. En la mayoría de los casos son semillas que contienen una cantidad muy elevada de mucílagos por lo que no les hace falta tanta hidratación. Dentro de este grupo tenemos semillas como la del lino, los berros, o el amaranto.

Entre las semillas que resultan más difíciles de germinar se encuentran las de las leguminosas. Se ha comprobado que el remojo de semillas grandes como el de las leguminosas, especialmente en especies forestales, como las acacias, combinado con el secado posterior de las mismas acelera el

proceso de germinado y garantiza una germinación más elevada. Muchas de estas semillas germinan mejor cuando se les añade al agua nitrato de potasio al 0,2 %. Cuando la inmersión en agua tibia resulta poco eficaz, se suele utilizar la técnica de remojarlas en agua caliente después de haber sido escarificadas convenientemente.

3.6. GENERALIDADES E INVESTIGACIONES REALIZADAS

3.6.1 Relación área foliar (RAF), es un índice morfológico, mide el balance entre lo gastado para la respiración de los distintos componentes de la planta y lo producido potencialmente para la fotosíntesis, para cada intervalo entre cosechas, mientras que el **Índice de Asimilación Neta (IAN)**, es un índice de eficiencia productiva en relación con el área foliar total, el cual estima la capacidad fotosintética de la planta. **(Guevara y Guenni, 2007).**

El área foliar (AF) es uno de los parámetros más importantes en la evaluación del crecimiento de las plantas, su adecuada determinación resulta de fundamental importancia para la correcta interpretación de los procesos fisiológicos del crecimiento y desarrollo del cultivo. Además, permite especificar directamente el índice de área foliar a través de las distintas fases fenológicas y calcular numerosos índices de eficiencia del cultivo, de importancia en estudios eco fisiológicos que permiten sentar las bases de la generación del rendimiento de un material genético determinado en interacción con un ambiente dado. Particularmente, la medición del área foliar en mandioca es difícil de realizar, ya que sus hojas poseen lóbulos particularmente irregulares que precisan procedimientos meticulosos y lentos, y que requiere instrumentos sofisticados y costosos. **(Burgos et al, 2009)**

**CUADRO N° 4: EVALUACIÓN DE CARACTERÍSTICAS MORFOLÓGICAS
ETAPA INICIAL DE CRECIMIENTO DE 02 ECOTIPOS DE
PIÑÓN BLANCO (*Jatropha curcas*).**

ECOTIPO : **CABALLOCOCHA**
SIEMBRA : **12/06/09**
EMERGENCIA : **15/06/09**
APERTURA COTILEDÓN : **07 DIAS**

Parámetros a evaluar	18/06/09	19/06/09	20/06/09	23/06/09
Altura de planta (cm)	8.2	13.3	15.5	19.5
Nº de raíces secundarias	04	04	04	04
Longitud raíz princ. (cm)	4.5	4.9	5.2	6.1
Longitud raíz secun. (cm)	7	7.8	8.6	9.2
Diámetro de tallo (cm)	1.5	1.6	1.9	3.0
Diámetro de raíz princ. (mm)	4	5	7	19
Diámetro de raíz secun.(mm)	2	3	5	6.2
Color de tallo	VC	VC	VC	VC
Color de hoja	VC	VC	VC	VC
Color cotiledón	BH	BH	BH	BH
Nº hojas	02	02	02	03
Diámetro de cotiledón (cm)	2.1	3.3	-	-
Longitud de cotiledón (cm)	3.5	3.7	-	-
Longitud de hoja (cm)	4.4	4.9	5.7	8
Diámetro de hoja (cm)	3.7	3.9	4.8	8

ECOTIPO : **TOTORILLAYCO**
SIEMBRA : **12/06/09**
EMERGENCIA : **15/06/09**
APERTURA COTILEDÓN : **08 DIAS**

Parámetros a evaluar	18/06/09	19/06/09	20/06/09	23/06/09
Altura de planta (cm)	8.1	12.9	15.2	18.3
Nº de raíces secun.	04	04	04	04
Longitud raíz princ. (cm)	6.5	6.9	7.6	8.0
Longitud raíz secun. (cm)	7.4	9.0	9.4	9.7
Diámetro de tallo (cm)	1.6	1.8	1.9	3.0
Diámetro de raíz princ.(mm)	6	6.9	7	8
Diámetro de raíz secun.(mm)	4	4.1	5	8
Color de tallo	VC	VC	VC	VC
Color de hoja	VC	VC	VC	VC
Color cotiledón	BH	BH	BH	BH
Nº hojas	02	02	02	03
Diámetro de cotiledón (cm)	2.3	3.0	-	-
Longitud de cotiledón (cm)	3.0	3.3	-	-
Longitud de hoja (cm)	4.4	4.6	6.3	8.7
Diámetro de hoja (cm)	3.6	4.6	5.1	6.5

VC=Verde

IV. MATERIALES Y MÉTODOS

4.1 Ubicación del lugar Experimental.

La instalación del experimento se realizó en el Vivero “**REFORESTA PERU SAC**” ubicado en el Sector Laguna Venecia en el distrito de la Banda de Shilcayo, Provincia de San Martín.

4.1.1. Ubicación Política.



Sector	:	Laguna Venecia
Distrito	:	Banda de Shilcayo.
Provincia	:	San Martín
Departamento	:	San Martín
Región	:	San Martín

4.1.2. Ubicación Geográfica:

Latitud sur	:	06°30'17,1”
Longitud este	:	76°20'20,3”
Altitud	:	323 m.s.n.m.

4.1.3. Fisiografía:

El terreno donde se llevó a cabo el trabajo de investigación tiene una pendiente ligeramente ondulada, predio o área que estuvo preparado para la propagación de plántulas en vivero

4.2 Instalación del experimento

Estas actividades se desarrollaron entre las fechas de 05/06/09 al 20/06/09 respectivamente.

4.2.1 Acondicionamiento del campo Experimental

Esta labor fue la primera que se realizó con el fin tener el lugar limpio y listo para la ejecución del experimento, se utilizó, palana, machetes, costales, alambres y bambú.

Foto N° 1: Lugar-Instalación de la Tesis



4.2.2. Recolección de componentes para el desarrollo del proyecto.

Luego se realizó la recolección de componentes para los tres tipos de sustratos, obteniéndose el Bagazo de caña del Sector Huritowasi, de la parcela de caña del señor Humberto García; el Compost y el Humus de lombriz se obtuvo de la Producción de la Universidad Nacional de San Martín-Tarapoto, la cascarilla de arroz del molino ubicado en la carretera al

Distrito de Juan Guerra; y posteriormente se realizo la semi carbonización; la arena lavada se obtuvo de la rivera del rio la unión ,y la tierra negra obtenida de las inmediaciones de la localidad de la banda de Shilcayo; todos estos componentes se trasladaron hasta el vivero, lugar de la conducción del experimento con la ayuda de una moto furgoneta.

Posteriormente se hizo la recolección de semilla obteniéndose esta del Distrito de Juan Guerra, Sector Chopeico por la banda de Cumbaza al km 2 del distrito de Juan Guerra en el Fundo del señor Wilson Pinedo Grandez, recolectándose de este 2,5 kg de semilla a 10.00 nuevos soles c/u a 15 días de su cosecha.

Foto Nº 2: Acopio de insumos inmediaciones del vivero



4.3 Diseño Estadístico:

Se Desarrolló el diseño completamente randomizado con arreglo factorial 3x3 (3 tipos de sustratos x 3 formas de (remojo de semilla) y tres repeticiones (Bloques) con el siguiente modelo lineal.

$$Y_{ijk} = \mu + A_j + B_k + (A*B)_{jk} + EE_{ijk}$$

Donde:

μ = media de la Población

A_j = Efecto de j-mo tratamiento para el Factor A

B_k = Efecto de k-mo tratamiento para el Factor B

AB_{jk} = Efecto de i-mo tratamiento para la interacción AxB

EE_{ijk} = desvío al azar del i-mo tratamiento y j-mo unidad experimental.

Nº Total de tratamiento: 09

Nº de repeticiones: 03

Nº de unidades experimentales: 27

4.4 Esquema del análisis estadístico.

Cuadro Nº 6: Esquema del Análisis de varianza.

F. De Variación	Grado de Libertad
A	$p - 1 = 2$
B	$q - 1 = 2$
AB	$(p - 1)(q - 1) = 4$
Error Experimental	$(pq - 1)(r - 1) = 18$
Total	$(pqr - 1) = 26$

4.5 Conducción del Experimento

a) Preparación de los 3 tipos de sustratos:

Se preparó cada sustrato de acuerdo a los 3 tipos utilizados, cada uno con la misma cantidad en proporciones pero con diferentes principales componentes; como el bagazo de caña, Humus de Lombriz y Compost al 50% cada uno y los secundarios como arena y cascarilla semi carbonizada al 20% y tierra negra al 10% cada uno de estos respectivamente obteniéndose de estas mezclas 3 diferentes tipos de sustratos en estudio.

Foto N° 3: Preparación de los sustratos



b) Desinfección de sustratos

La desinfección de sustrato fue una actividad que se realizó con el fin de eliminar todo agente patógeno que afectaría el sustrato utilizado, el método que se desarrolló para esta actividad fue de la biosolarización. Esto consistió en el llenado de 2 tipos de sustratos en bolsas plásticas

blanco transparente de 1.5m de ancho por 5 metros de largo cada uno respectivamente; para el tercer tipo de sustrato no se desarrollo este método ya que se puso a prueba con la desinfección del sustrato con lejía al 1% como el vivero lo realiza.

Foto N° 4: Llenando las bolsas plásticas con los sustratos



Después de poner a desinfección los sustratos dentro de las bolsas plásticas, se dejó por unos 25 días como máximo para ser utilizado.

Foto N° 5: Bolsas plásticas puestas a Biosolarización



c) Análisis físico - químico de los 3 tipos de sustratos

El análisis físico – químico de los 3 tipos de sustrato se desarrollo en el laboratorio de la Universidad Nacional de San Martín-Tarapoto, antes y después de la biosolarización para conocer el estado en que encontró los sustratos.

Foto N ° 6: Muestras de los sustratos en el momento del Análisis



CUADRO N° 7: Análisis físico – químico:

N° DE MUESTRA		ANÁLISIS MECÁNICO					pH	M.O. %	P ppm	K ₂ O Ppm	CAMBIABLES					
Lab.	Sustrato	C.E.	Arena %	Limo %	Arcilla %	Textura					CIC	Ca ⁺⁺	Mg ⁺⁺	K ⁺	Al ⁺	
												meq. / 100gr. De Suelo				
N°.01	Bagazo de caña (Sin Desinfección)	6.84	88.4	9.2	2.4	Arena Franca	6.03	16.1	1.6	138.0	15.2	11.67	2.33	2.33	0.49	
N° 02	Bagazo de caña (Desinfectado)	4.37	88.6	8.8	2.6	Arena Franca	6.05	17.4	1.6	135.0	12.5	10	2	2	0.48	
N°.03	Humus de lombriz (Sin Solarización)	14.07	86.8	10.6	2.6	Arena Franca	6.06	21.5	2.1	149.0	17.6	14.17	2.83	2.83	0.53	
N° 04	Humus de lombriz (Solarizado)	6.78	84.2	13.0	2.8	Arena Franca	6.58	24.2	1.9	140.0	18.6	15	3	3	0.50	
N° 05	Compost (Sin Solarización)	11.55	84.6	13.0	2.4	Arena Franca	6.25	22.8	1.9	146.0	11.6	9.17	1.83	1.83	0.52	
N° 06	Compost (Solarizado)	6.76	84.4	13.0	2.6	Arena Franca	7.12	26.8	1.8	138.0	16.8	13.75	2.75	2.75	0.49	

Fuente: Laboratorio de suelos de la Universidad Nacional de San Martín-Tarapoto (2009)

d) Acondicionamiento de los componentes

Consistió en el traslado de los sustratos al lugar de llenado de bolsas, siembra y repique de la empresa, acomodándolos en rumas o montículos a cada uno de los tres tipos de sustratos con letreros en c/u para el respectivo llenado de bolsas. También como parte de este parámetro se preparó la cama en donde se desarrollo el proyecto con sus respectivos bloques y tratamientos.

Foto N° 7: Sustratos listo para ser llenados en las bolsas



e) Llenado de bolsas

Esta actividad se desarrollo en el área de llenado de bolsas, siembra y repique, de la empresa “REFORESTA PERU” empleándose tubos pequeños en forma de palas y bolsas de polipropileno de 3 cm de ancho x 13 cm. de alto con una capacidad aproximada para 120 g de sustrato, las

mismas que fueron colocadas en cajas de madera para capacidad de 120 bolsas aproximadamente, esto para facilitar el transporte de las bolsas. Fueron llenadas unas 900 bolsas por bloque, 100 bolsas por tratamiento, haciéndose un total de 2700 bolsas en una semana que fueron transportadas y sembradas para este proyecto.

Foto N° 8: Llenando Bolsas



f) Acomodo de bolsas

El acomodo de bolsas es una actividad que se desarrollo con el fin de obtener sistema ordenado en el proyecto, y se acomodo en una de las camas del vivero de empresa, 100 bolsas por cada tratamiento y 900 por cada bloque para su respectiva siembra.

Foto N°9: Acomodando las bolsas



g) Instalación de rótulos

Los rótulos se instalaron con fin de la identificación del proyecto, de los bloques y de cada uno de los diferentes tratamientos estudiados.

Imagen N° 10: Rótulos instalados para una mejor identificación



h) Selección de semilla

Las semillas recolectadas del distrito de Juan Guerra se sometieron a inmersión en un envase con agua, con la finalidad de eliminar semillas vanas; obteniéndose un porcentaje de 95 % de semillas buenas, esto se debió a que las semillas eran recién cosechadas de aproximadamente 15 días.

Foto N° 11 Semillas en inmersión



i) Tipos de tratamientos para el uso de semilla

Existió 3 tipos de tratamientos para las semillas utilizadas, una se remojo por 24 horas, un día antes de la siembra, el segundo tratamiento se remojo dos días antes de la siembra (24 horas) para luego ser secada bajo sombra por 24 horas y la tercera no fue remojada para la respectiva comparación entre

cada uno de ellas; pasados los días de tratamiento de la semilla se siguió con la siembra.

j) Siembra directa

La siembra se efectuó el 01 de Julio del 2009; para la siembra se empleo semillas tratadas y sin tratar de acuerdo al experimento. La siembra se realizó manualmente, una por una, puestas en cada uno de los tratamientos diferentes con una semilla por bolsa, después de 2 días de reposo, se realizo la respectiva evaluación porque ya existían semillas en germinación por la escarificación de algunas de acuerdo al tratamiento, y siendo evaluadas detallada y respectivamente con el pasar de los días. La siembra se realizo con el Ing. César Chappa y el apoyo del personal de trabajo de la empresa (Zarela y Fredy).

Foto N° 12: Siembra directa de Piñón



k) Riego

El riego se desarrollo constantemente con el fin de tener un buen porcentaje (%) de emergencia y prendimiento de las plántulas y se hizo a través de sistema de riego tecnificado de la empresa REFORESTA PERÚ que ya se había instalado para el uso adecuado de la misma.

Foto N° 13: Riego con los aspersores de la empresa



l) Control de malezas

El control de malezas se realizo cada 7 días para evitar la competencia de nutrientes con el cultivo (piñón), dicha labor se llevo a cabo manualmente y con el uso de machete para delibrar las hierbas dentro de la cama y a sus alrededores. De tal manera al efectuar esa labor cultural se evito la presencia de plagas, ya que dichas malezas sirven como hospederas de insectos plagas.

m) Control fitosanitario

Para el control fitosanitario se empleo en el día 17/11/2009 un insecticida Agrícola llamado Lanser a dosis de 20cc. / mochila de 20l agua., esto por la presencia de mosquitos y grillos cortadores de tallos; también el día 18/07/2009 se aplicó para Chupadera, Fungicida Agrícola a dosis de 20gr. / mochila de 20l agua.

Foto N° 14 Control fitosanitario con bomba mochila



n) Evaluación

Al momento de la evaluación semanalmente se tubo que sacrificar 3 plantas por cada unidad experimental, midiéndolas y llevándolas cada uno de ellas al laboratorio de Suelos de la Universidad Nacional de San Martín -T para el respectivo pesado de las muestras en balanza analítica.

Foto N° 15 Planta sacrificada



4.6 Parámetros Evaluados

4.6.1 **Porcentaje de Emergencia:** Calculada con base, en el número de plántulas emergidas, después de la siembra de un total de 100 semillas, evaluados diariamente hasta un periodo de 10 días.

$$\% \text{ Emergencia} = (\text{Semillas Emergidas} \times 100) / \text{Semillas Sembradas}$$

4.6.2 **Índice de Velocidad de Germinación (IVG),** fue controlando diariamente la germinación y uso el criterio del momento de aparición de radícula. Con estos valores se calculará el IVG de acuerdo a la fórmula propuesta por **Maguire (1962).**

Donde:

$$\text{IVG} = P_1/T_1 + P_2/T_2 + \dots + P_n/T_n$$

- P** = semillas germinadas
- T** = Tiempo en que germinaron
- n** = día del último control

4.6.3 Índice de velocidad de emergencia (IVE)

$$IVE = \sum_{i=1}^{n-1} (E_i + E_{i+1} - E_i + 2 \dots E_n)$$

Donde:

E = Porcentaje de emergencia.

n = número de días

La cantidad de emergencia se tomara de la siguiente escala

C1 = Emergencia \geq 85% vigor muy alto

C2 = Emergencia \leq 80% - 84% vigor alto.

C3 = Emergencia \geq 70% - 79% vigor bajo.

C4 = Emergencia 50% vigor muy bajo.

4.6.4 Crecimiento de Biomasa radicular (a pleno sol)

- a) Longitud radicular:** evaluando cada 07 días el crecimiento en longitud en cm. de las raíces formadas.
- b) Número de raíces:** con evaluaciones cada 07 días del número de raíces formadas.
- c) Peso de raíces:** con evaluaciones cada 07 días de la materia seca total de las raíces.

4.6.5 Crecimiento de la biomasa aérea.

a) **Número de ramas, tallos, hojas**, formadas cada 7 días.

b) **Peso total de la biomasa aérea**: con evaluaciones cada 07 días de la materia seca total de las hojas, ramas, tallos desarrollados.

4.6.6 Capacidad de Fijación de carbono (C)

a) **Carbono fijado 1**: Teniendo como base la materia seca radicular y multiplicándolo por el factor por conversión (0.55-0.45).

b) **Carbono fijado 2**: Teniendo como base la materia seca total aérea y multiplicándolo por el factor por conversión (0.55-0.45).

4.6.7 Área Foliar: Desarrollada cada 07 días, teniendo muestras de 1 cm²

4.7 Factores en el experimento:

Factor A : Tipo de Sustrato

A1 : Bagazo de caña (50%), Arena lavada (20%), Cascarilla de arroz (20%) y Tierra negra (10%). **Testigo**

A2 : Humus de lombriz (50%), Arena lavada (20%), Cascarilla de arroz (20%) Tierra negra (10%).

A3 : Compost (50%), Arena lavada (20%), Cascarilla de arroz (20%) y tierra negra (10%).

Factor B : Formas de Remojo de semillas

B1 : Remojo en agua por 24 horas.

B2 : Remojo en agua por 24 horas y secado bajo sombra por 24 horas.

B3 : Sin remojar (Testigo).

4.8 Características de los tratamientos o factores en estudio.

Cuadro N° 08: Tratamientos en estudio

Nº	TRATAMIENTO	CLAVE	DESCRIPCIÓN
1	T1	A1B1	Bagazo de caña (50%), Arena lavada (20%), Cascarilla de arroz (20%) y Tierra negra (10%). X Remojo en agua por 24 horas
2	T2	A1B2	Bagazo de caña (50%), Arena lavada (20%), Cascarilla de arroz (20%) y Tierra negra (10%). X Remojo en agua por 24 horas y secado bajo sombra por 24 horas.
3	T3	A1B3	Bagazo de caña (50%), Arena lavada (20%), Cascarilla de arroz (20%) y Tierra negra (10%). X Sin remojar.
4	T4	A2B1	Humus de lombriz (50%), Arena lavada (20%), Cascarilla de arroz (20%) Tierra negra (10%). X Remojo en agua por 24 horas.
5	T5	A2B2	Humus de lombriz (50%), Arena lavada (20%), Cascarilla de arroz (20%) Tierra negra (10%). X Remojo en agua por 24 horas y secado bajo sombra por 24 horas.
6	T6	A2B3	Humus de lombriz (50%), Arena lavada (20%), Cascarilla de arroz (20%) Tierra negra (10%). X Sin remojar.
7	T7	A3B1	Compost (50%), Arena lavada (20%), Cascarilla de arroz (20%) y tierra negra (10%). X Remojo en agua por 24 horas.
8	T8	A3B2	Compost (50%), Arena lavada (20%), Cascarilla de arroz (20%) y tierra negra (10%) X Remojo en agua por 24 horas y secado bajo sombra por 24 horas.
9	T9	A3B3	Compost (50%), Arena lavada (20%), Cascarilla de arroz (20%) y tierra negra (10%). X Sin remojar

V. RESULTADOS

Cuadro 1: Significación estadística del ANVA para el Tamaño de plántulas expresado en cm.

F.V.	P-valor 10 DDS	P-valor 17 DDS	P-valor 24 DDS	P-valor 31 DDS	P-valor 38 DDS	P-valor 45 DDS
Factor A	0.059 NS	0.879 NS	0.995 NS	0.791 NS	0.622 NS	0.188 NS
Factor B	0.000 **	0.168 NS	0.004 **	0.000 **	0.000 **	0.000 **
A * B	0.036 NS	0.344 NS	0.798 NS	0.610 NS	0.446 NS	0.580 NS
R² (%)	99.80	99.00	99.80	85.00	75.60	79.50
Promedio	32.39	39.81	51.36	52.83	55.22	57.18
CV (%)	4.38	10.17	4.63	2.24	2.64	2.55

Cuadro 2: Duncan al 0.05 para los tratamientos del Factor A (Tipo de sustrato) respecto al tamaño de plántulas.

Tratamientos	Duncan 10 DDS	Duncan 17 DDS	Duncan 24 DDS	Duncan 31 DDS	Duncan 38 DDS	Duncan 45 DDS
A1: Bagazo de caña Testigo	32.60 a	40.29 a	51.40 a	55.15 a	54.71 a	56.59 a
A2: Humus de lombriz	31.17 b	39.56 a	51.29 a	55.15 a	55.19 a	57.89 a
A3: Compost	32.73 a	39.37 a	51.37 a	55.31 a	55.37 a	57.04 a

Cuadro 3: Duncan al 0.05 para los tratamientos del Factor B (Formas de Remojo de semillas) respecto al tamaño de plántulas.

Tratamientos	Duncan 10 DDS	Duncan 17 DDS	Duncan 24 DDS	Duncan 31 DDS	Duncan 38 DDS	Duncan 45 DDS
B1: Agua 24 horas	31.21 b	38.04 a	48.97 b	52.41 b	54.27 b	56.19 b
B2: Agua 24 horas + secado 24 horas.	34.21 a	41.78 a	53.36 a	55.22 a	58.29 a	60.26 a
B3: Sin Agua (Testigo).	31.07 b	39.40 a	51.74 a	51.89 b	53.28 b	55.07 b

Cuadro 4: Significación estadística del ANVA para longitud de la biomasa aérea en cm

F.V.	P-valor 10 DDS	P-valor 17 DDS	P-valor 24 DDS	P-valor 31 DDS	P-valor 38 DDS	P-valor 45 DDS
Factor A	0.108 NS	0.686 NS	0.125 NS	0.656 NS	0.050 NS	0.243 NS
Factor B	0.000 **	0.031 *	0.002 **	0.001 **	0.000 **	0.000 **
A * B	0.299 NS	0.832 NS	0.586 NS	0.621 NS	0.016 *	0.729 NS
R² (%)	99.50	98.70	99.30	99.60	99.70	99.50
Promedio	20.81	26.09	36.29	39.12	40.33	39.98
CV (%)	6.65	11.26	8.48	6.61	5.09	1.81

Cuadro 5: Duncan al 0.05 para los tratamientos del Factor A (Tipo de sustrato) respecto a la longitud de la biomasa aérea en cm.

Tratamientos	Duncan 10 DDS	Duncan 17 DDS	Duncan 24 DDS	Duncan 31 DDS	Duncan 38 DDS	Duncan 45 DDS
A1: Bagazo de caña Testigo	19.56 b	26.18 a	36.52 a	38.55 a	39.45 b	38.67 a
A2: Humus de lombriz	20.34 ab	25.44 a	34.62 a	38.92 a	39.74 b	40.29 a
A3: Compost	21.03 a	26.64 a	37.73 a	39.67 a	41.81 a	40.96 a

Cuadro 6: Duncan al 0.05 para los tratamientos del Factor B (Formas de Remojo de semillas) respecto a la longitud de la biomasa aérea en cm

Tratamientos	Duncan 10 DDS	Duncan 17 DDS	Duncan 24 DDS	Duncan 31 DDS	Duncan 38 DDS	Duncan 45 DDS
B1: Agua 24 horas	20.22 b	24.19 b	32.77 b	35.92 b	37.22 c	35.93 b
B2: Agua 24 horas + secado 24 horas.	22.03 a	28.22 a	38.11 a	40.92 a	43.07 a	41.89 a
B3: Sin Agua (Testigo).	18.66 c	25.85 ab	37.99 a	40.30 a	40.70 b	42.11 a

Cuadro 7: Significación estadística del ANVA para longitud de la biomasa radicular en cm.

F.V.	P-valor 10 DDS	P-valor 17 DDS	P-valor 24 DDS	P-valor 31 DDS	P-valor 38 DDS	P-valor 45 DDS
Factor A	0.081 NS	0.174 NS	0.171 NS	0.290 NS	0.071 NS	0.050 NS
Factor B	0.448 NS	0.922 NS	0.277 NS	0.703 NS	0.289 NS	0.182 NS
A * B	0.729 NS	0.387 NS	0.215 NS	0.091 NS	0.282 NS	0.273 NS
R² (%)	98.00	98.00	98.00	98.20	99.40	99.10
Promedio	12.77	13.93	15.06	14.30	14.16	14.20
CV (%)	14.25	14.25	13.93	10.76	8.12	9.46

Cuadro 8: Duncan al 0.05 para los tratamientos del Factor A (Tipo de sustrato) respecto a la longitud de la biomasa radicular en cm

Tratamientos	Duncan 10 DDS	Duncan 17 DDS	Duncan 24 DDS	Duncan 31 DDS	Duncan 38 DDS	Duncan 45 DDS
A1: Bagazo de caña Testigo	13.96 a	14.69 a	14.88 a	14.82 a	15.22 a	15.11 a
A2: Humus de lombriz	12.15 a	14.19 a	15.55 a	14.63 a	13.96 b	14.04 ab
A3: Compost	12.19 a	12.91 a	13.63 a	13.45 a	14.18 ab	13.44 b

Cuadro 9: Duncan al 0.05 para los tratamientos del Factor B (Formas de Remojo de semillas) respecto a la longitud de la biomasa radicular en cm.

Tratamientos	Duncan 10 DDS	Duncan 17 DDS	Duncan 24 DDS	Duncan 31 DDS	Duncan 38 DDS	Duncan 45 DDS
B1: Agua 24 horas	12.75 a	13.84 a	15.06 a	14.48 a	14.26 a	14.26 a
B2: Agua 24 horas + secado 24 horas.	12.23 a	14.15 a	15.25 a	13.85 a	14.15 a	14.78 a
B3: Sin Agua (Testigo).	13.34 a	13.81 a	13.74 a	14.55 a	14.96 a	13.56 a

Cuadro 10: Significación estadística del ANVA para el número de raíces por planta

F.V.	P-valor 10 DDS	P-valor 17 DDS	P-valor 24 DDS	P-valor 31 DDS	P-valor 38 DDS	P-valor 45 DDS
Factor A	0.552 NS	0.185 NS	0.979 NS	0.061 NS	0.014 **	0.087 NS
Factor B	0.198 NS	0.866 NS	0.239 NS	0.011 *	0.310 NS	0.325 NS
A * B	0.658 NS	0.833 NS	0.324 NS	0.055 NS	0.429 NS	0.869 NS
R² (%)	99.90	99.90	99.50	99.50	99.40	99.00
Promedio	4.96	4.94	5.32	5.46	5.21	5.56
CV (%)	2.99	3.44	7.15	6.75	7.75	9.98

Cuadro 11: Duncan al 0.05 para los tratamientos del Factor A (Tipo de sustrato) respecto al número de raíces.

Tratamientos	Duncan 10 DDS	Duncan 17 DDS	Duncan 24 DDS	Duncan 31 DDS	Duncan 38 DDS	Duncan 45 DDS
A1: Bagazo de caña Testigo	4.92 a	4.96 a	5.33 a	5.22 b	4.85 b	5.29 b
A2: Humus de lombriz	4.96 a	5.00 a	5.30 a	5.48 ab	5.44 a	5.55 ab
A3: Compost	5.00 a	4.85 a	5.31 a	5.67 a	5.33 a	5.93 a

Cuadro 12: Duncan al 0.05 para los tratamientos del Factor B (Formas de Remojo de semillas) respecto al número de raíces

Tratamientos	Duncan 10 DDS	Duncan 17 DDS	Duncan 24 DDS	Duncan 31 DDS	Duncan 38 DDS	Duncan 45 DDS
B1: Agua 24 horas	5.00 a	4.93 a	5.15 a	5.48 b	5.07 a	5.37 a
B2: Agua 24 horas + secado 24 horas.	4.88 a	4.93 a	5.46 a	5.74 ab	5.37 a	5.78 a
B3: Sin Agua (Testigo).	5.00 a	4.96 a	5.33 a	5.15 a	5.18 a	5.78 a

Cuadro 13: Significación estadística del ANVA para el número de hojas por planta.

F.V.	P-valor 10 DDS	P-valor 17 DDS	P-valor 24 DDS	P-valor 31 DDS	P-valor 38 DDS	P-valor 45 DDS
Factor A	0.795 NS	0.197 NS	0.196 NS	0.308 NS	0.769 NS	0.994 NS
Factor B	0.107 NS	0.083 NS	0.468 NS	0.023 *	0.040 *	0.010 *
A * B	0.917 NS	0.137 NS	0.236 NS	0.293 NS	0.788 NS	0.011 NS
R² (%)	98.70	99.10	99.40	98.90	98.00	99.50
Promedio	2.07	3.15	4.06	4.42	4.38	4.49
CV (%)	11.22	9.52	24.51	10.56	14.20	7.00

Cuadro 14: Duncan al 0.05 para los tratamientos del Factor A (Tipo de sustrato) para el número de hojas por tratamiento.

Tratamientos	Duncan 10 DDS	Duncan 17 DDS	Duncan 24 DDS	Duncan 31 DDS	Duncan 38 DDS	Duncan 45 DDS
A1: Bagazo de caña Testigo	2.04 a	3.00 a	3.96 a	4.22 a	4.44 a	4.47 a
A2: Humus de lombriz	2.11 a	3.26 a	3.99 a	4.55 a	4.26 a	4.48 a
A3: Compost	2.07 a	3.19 a	4.22 a	4.48 a	4.44 a	4.48 a

Cuadro 15: Duncan al 0.05 para los tratamientos del Factor B (Formas de Remojo de semillas) para el número de hojas por tratamiento.

Tratamientos	Duncan 10 DDS	Duncan 17 DDS	Duncan 24 DDS	Duncan 31 DDS	Duncan 38 DDS	Duncan 45 DDS
B1: Agua 24 horas	2.00 a	3.19 ab	4.14 a	4.78 a	4.85 a	4.77 a
B2: Agua 24 horas + secado 24 horas.	2.21 a	3.30 a	3.96 a	4.11 b	4.19 b	4.41 b
B3: Sin Agua (Testigo).	2.00 a	2.96 b	4.07 a	4.37 ab	4.11 b	4.26 b

Cuadro 16: Significación estadística del ANVA para el contenido de carbono en la biomasa radicular expresado en kg de C.planta⁻¹.

F.V.	P-valor 10 DDS	P-valor 17 DDS	P-valor 24 DDS	P-valor 31 DDS	P-valor 38 DDS	P-valor 45 DDS
Factor A	0.106 NS	0.358 NS	0.372 NS	0.135 NS	0.484 NS	0.250 NS
Factor B	0.404 NS	0.827 NS	0.276 NS	0.000**	0.004**	0.516 NS
A * B	0.899 NS	0.697 NS	0.686 NS	0.051 NS	0.748 NS	0.865 NS
R² (%)	94.50	80.90	94.70	97.90	97.00	93.40
Promedio	0.024	0.051	0.043	0.053	0.067	0.146
CV (%)	7.57	1.00	21.3	13.34	1.00	21.66

Cuadro 17: Duncan al 0.05 para los tratamientos del Factor A (Tipo de sustrato) para el contenido de carbono en la biomasa radicular

Tratamientos	Duncan 10 DDS	Duncan 17 DDS	Duncan 24 DDS	Duncan 31 DDS	Duncan 38 DDS	Duncan 45 DDS
A1: Bagazo de caña Testigo	0.0244ab	0.0331 a	0.0421 a	0.0578 a	0.0703 a	0.0974 a
A2: Humus de lombriz	0.0204 b	0.0367 a	0.0359 a	0.0511 a	0.0639 a	0.0802 a
A3: Compost	0.0264 a	0.0262 a	0.0386 a	0.0509 a	0.0653 a	0.0824 a

Cuadro 18: Duncan al 0.05 para los tratamientos del Factor B (Formas de Remojo de semillas) para el contenido de carbono.planta⁻¹ en la biomasa radicular.

Tratamientos	Duncan 10 DDS	Duncan 17 DDS	Duncan 24 DDS	Duncan 31 DDS	Duncan 38 DDS	Duncan 45 DDS
B1: Agua 24 horas	0.0259 a	0.0299 a	0.0429 a	0.0638 a	0.0791 a	0.0931 a
B2: Agua 24 horas + secado 24 horas.	0.0231 a	0.0343 a	0.0360 a	0.0476 b	0.0600 b	0.0865 a
B3: Sin Agua (Testigo).	0.0223 a	0.0318 a	0.0377 a	0.0484 b	0.0604 b	0.0804 a

Cuadro 19: Significación estadística del ANVA para el contenido de carbono en la biomasa aérea expresado en Kg de C.planta⁻¹.

F.V.	P-valor 10 DDS	P-valor 17 DDS	P-valor 24 DDS	P-valor 31 DDS	P-valor 38 DDS	P-valor 45 DDS
Factor A	0.181 NS	0.586 NS	0.875 NS	0.536 NS	0.689 NS	0.816 NS
Factor B	0.184 NS	0.189 NS	0.590 NS	0.213 NS	0.641 NS	0.660 NS
A * B	0.218 NS	0.837 NS	0.942 NS	0.648 NS	0.962 NS	0.633 NS
R ² (%)	95.90	94.80	76.10	93.20	94.30	89.00
Promedio	0.173	0.278	0.486	0.697	0.803	2.047
CV (%)	18.28	22.75	14.55	26.84	24.27	19.11

Cuadro 20: Duncan al 0.05 para los tratamientos del Factor A (Tipo de sustrato) para el contenido de carbono en la biomasa aérea

Tratamientos	Duncan 10 DDS	Duncan 17 DDS	Duncan 24 DDS	Duncan 31 DDS	Duncan 38 DDS	Duncan 45 DDS
A1: Bagazo de caña Testigo	0.1689 a	0.2887 a	0.4512 a	0.6936 a	0.8274 a	1.0979 a
A2: Humus de lombriz	0.1589 a	0.2597 a	0.5026 a	0.7486 a	0.8254 a	1.0827 a
A3: Compost	0.1909 a	0.2861 a	0.5041 a	0.6483 a	0.7567 a	1.1919 a

Cuadro 21: Duncan al 0.05 para los tratamientos del Factor B (Formas de Remojo de semillas) para el contenido de carbono.planta⁻¹ en la biomasa aérea.

Tratamientos	Duncan 10 DDS	Duncan 17 DDS	Duncan 24 DDS	Duncan 31 DDS	Duncan 38 DDS	Duncan 45 DDS
B1: Agua 24 horas	0.187 a	0.310 a	0.508 a	0.791 a	0.847 a	1.096 a
B2: Agua 24 horas + secado 24 horas.	0.155 a	0.271 a	0.530 a	0.650 a	0.804 a	1.219 a
B3: Sin Agua (Testigo).	0.177 a	0.253 a	0.420 b	0.649 a	0.759 a	1.057 a

Cuadro 22 : Significación estadística del ANVA para el área foliar total expresado en cm²

F.V.	P-valor 10 DDS	P-valor 17 DDS	P-valor 24 DDS	P-valor 31 DDS	P-valor 38 DDS	P-valor 45 DDS
Factor A	0.033*	0.028*	0.557 NS	0.411 NS	0.268 NS	0.224 NS
Factor B	0.023*	0.207 NS	0.001**	0.986 NS	0.000**	0.000**
A * B	0.216 NS	0.135 NS	0.792 NS	0.451 NS	0.690 NS	0.559 NS
R ² (%)	94.80	97.10	57.10	91.50	69.30	90.40
Promedio	40.10	45.27	206.04	251.67	280.11	302.80
CV (%)	28.49	17.18	9.70	37.98	8.73	5.03

Cuadro 23: Duncan al 0.05 para los tratamientos del Factor A (Tipo de sustrato) para el área foliar total expresado en cm²

Tratamientos	Duncan 10 DDS	Duncan 17 DDS	Duncan 24 DDS	Duncan 31 DDS	Duncan 38 DDS	Duncan 45 DDS
A1: Bagazo de caña Testigo	56.64 a	49.73 a	207.29 a	223.80 a	279.26 a	300.67 a
A2: Humus de lombriz	46.26 ab	38.98 b	210.49 a	246.26 a	290.74 a	310.09 a
A3: Compost	41.44 b	45.78 ab	200.36 a	284.72 a	271.44 a	297.57 a

Cuadro 24: Duncan al 0.05 para los tratamientos del Factor B (Formas de Remojo de semillas) para el área foliar total expresado en cm²

Tratamientos	Duncan 10 DDS	Duncan 17 DDS	Duncan 24 DDS	Duncan 31 DDS	Duncan 38 DDS	Duncan 45 DDS
B1: Agua 24 horas	43.69 b	44.49 a	207.78 a	247.89 a	266.88 b	280.96 b
B2: Agua 24 horas + secado 24 horas.	57.63 a	48.39 a	226.77 a	262.72 a	319.61 a	355.57 a
B3: Sin Agua (Testigo).	43.02 b	41.61 a	183.59 b	255.50 a	254.95 b	271.72 b

VI. DISCUSIONES

6.1. Del tamaño de plántulas expresado en cm.

En el cuadro 1 de resultados, se presentan la significación e interpretación estadística de los análisis de varianza para el tamaño de plántulas expresado en cm y donde se puede observar que los promedios de tratamientos del Factor A (Tipo de sustrato) no difieren estadísticamente entre sí en los resultados evaluados a los 10, 17, 24, 31, 38 y 45 días después de la siembra (DDS).

No obstante, la interpretación del análisis de varianza (cuadro 1) para el promedio de los tratamientos del factor B (**Formas de Remojo de semillas**), no detectó diferencias estadísticas a los 17 DDS; pero sí determinó diferencias estadísticas significativas al 99% a los 10, 24, 31, 38 y 45 DDS. Así mismo, no se detectaron diferencias significativas para la interacción de ambos factores.

Los valores del Coeficiente de Determinación (R^2) explican la extensa relación entre los tratamientos estudiados y el tamaño de las plántulas en todas las etapas de la evaluación, por otro lado, los valores obtenidos para el coeficiente de variabilidad (CV) no implican mayores detalles de interpretación, debido a que la dispersión de las informaciones obtenidas es muy pequeña, variando desde 2.24% a los 31 DDS y 10.17 % a los 17 DDS.

La prueba de Duncan al 5% (cuadro 2) para los promedios de los tratamientos del Factor A (**Tipo de sustrato**) solamente proyectó diferencias estadísticas de los promedios de tratamientos en los primeros 10 DDS; donde **A1: Bagazo de caña** (50%), Arena lavada (20%), Cascarilla de arroz y Tierra negra (10%).

Testigo y **A3: Compost** (50%), Arena lavada (20%), Cascarilla de arroz (20%) y tierra negra (10%) obtuvieron promedios estadísticamente iguales entre sí de 32.6 y 32.73 cm respectivamente y superando estadísticamente al tratamiento **A2: Humus de lombriz** (50%), Arena lavada (20%), Cascarilla de arroz (20%) Tierra negra (10%) el cual obtuvo un promedio de 31.7 cm.

En la prueba de Duncan al 5% (cuadro 3) para los promedios de los tratamientos del Factor B (**Formas de Remojo de semillas**) los resultados definieron con mayor claridad la diferencia estadística entre tratamientos en concordancia con la significación estadística del análisis de varianza. Es así que, a partir de los 24 DDS el tratamiento **B2** (Remojo en agua por 24 horas y secado bajo sombra por 24 horas) con promedios en general que van en forma ascendente desde 53.36 cm a los 24 DDS hasta 60.26 cm a los 45 DDS, superó estadísticamente a los Tratamientos B1 y B3, los cuales alcanzaron a los 45 DDS alturas de 56.19 y 55.07 cm respectivamente, por no haber presencia de humedad, ya que este factor acelera la latencia y en suaviza la semilla para que la radícula se desprenda con facilidad.

Estos resultados se pueden explicar por qué el crecimiento se manifiesta como un aumento irreversible de la masa de un organismo vivo, órgano o célula y acá debemos hacer constar que puede haber crecimiento sin que aumente el tamaño, pero si el número de células, también puede haber crecimiento con aumento de tamaño, pero disminución del peso seco; sería el caso de una plántula originada a partir de una semilla, en la etapa previa al inicio de la actividad fotosintética, por lo que se puede tener un aumento de peso seco sin

que haya crecimiento, como en el caso de una hoja que puede aumentar de peso durante el día al acumular productos de la fotosíntesis.

Por otro lado, el máximo desarrollo alcanzado por el tratamiento B2, remojando las semillas en agua por 24 horas y secado bajo sombra por 24 horas ha influenciado en romper rápidamente la dormancia de la semilla de *Jatropha*, mejorando la germinación y la cual repercutió en un inicio precoz de la actividad fotosintética traduciéndose en un incremento de su crecimiento, esto corrobora los resultados de germinación de semillas del eco tipo Totorillayco donde el INIA (2008), encontró que el mejor porcentaje de germinación (97%) se obtuvo cuando las semillas son remojadas por 24 horas y oreadas 24 horas después y en semillas sin remojar 71%.

6.2. De la longitud de la biomasa aérea en cm.

En el cuadro 4 de resultados, se presentan la significación e interpretación estadística de los análisis de varianza para la longitud de la biomasa aérea en cm. y donde se puede observar que los promedios de tratamientos del Factor A (Tipo de sustrato) no difieren estadísticamente entre sí en los resultados evaluados a los 10, 17, 24, 31 y 45 días después de la siembra (DDS), encontrando también a los 38 DDS diferencia significativa.

Por otro lado, la interpretación del análisis de varianza (cuadro 4) para el promedio de los tratamientos del factor B (**Formas de Remojo de semillas**), se encontró diferencias estadísticas a los 10,17, 24, 31 y 45 días después de la

siembra (DDS). Así mismo, solo se determinó diferencia significativa para la interacción a los 38 DDS.

Los valores del Coeficiente de Determinación (R^2), explican la amplia relación entre los tratamientos estudiados y el tamaño de las plántulas en todas las etapas de la evaluación, por otro lado, los valores obtenidos para el coeficiente de variabilidad (CV) no conlleva mayores cuidados de interpretación, debido a que la dispersión de las informaciones obtenidas es muy pequeña, variando desde 1.81% a los 45 DDS y a 11.26% a los 17 DDS.

La prueba de Duncan al 5% (cuadro 5) para los promedios de los tratamientos del Factor A (**Tipo de sustrato**) solamente proyectó diferencias estadísticas de los promedios de tratamientos a los primeros 10 y 38 DDS, donde el tratamiento **A3**: Compost (50%), Arena lavada (20%), Cascarilla de arroz (20%) y tierra negra (10%) con un promedio de 21.03 cm de longitud de la biomasa aérea, solamente superó al tratamiento A1: Bagazo de caña (50%), Arena lavada (20%), Cascarilla de arroz y Tierra negra (10%). Testigo el cual obtuvo un promedio de 19.56 cm.

En la prueba de Duncan al 5% (cuadro 6) para los promedios de los tratamientos del Factor B (**Formas de Remojo de semillas**) los resultados definieron con mayor claridad la diferencia estadística entre tratamientos en concordancia con la significación estadística del análisis de varianza. Es así que, a partir de los 24 DDS los tratamientos **B2**: Remojo en agua por 24 horas y secado bajo sombra por 24 horas y **B3**: Sin remojar (Testigo) con promedios

que van en forma ascendente desde 22.03 cm a 41.89 cm para el tratamiento B2 y 18.66 cm a 42.11 cm para el tratamiento B3 respectivamente superaron estadísticamente a los promedios obtenidos por el tratamiento B1 (remojo en agua por 24 horas).

Los promedios en crecimiento de la biomasa aérea son comparativamente similares con la información presentada en la memoria anual 2008 – 2009 del INIA – San Martín con un altura promedio de 18.3 cm a los 11 DDS y con un ocurrencia promedio de germinación de las semillas a los 3 DDS. Por lo que se asume que los resultados del presente trabajo de investigación definen que la tasa de crecimiento porcentual promedio aéreo es de 63.13% respecto a la longitud total de la planta a los 10 DDS hasta un 53.69% a los 45 DDS.

6.3 De la longitud de la biomasa radicular en cm.

En el cuadro 7 de resultados, se presentan la significación e interpretación estadística de los análisis de varianza para longitud de la biomasa radicular en cm y donde se puede observar que los promedios de tratamientos del Factor A (Tipo de sustrato) no difieren estadísticamente entre sí en los resultados evaluados a los 10, 17, 24, 31, 38 y 45 días después de la siembra (DDS). Esta misma interpretación se observa en los promedios de los tratamientos del factor B (**Formas de Remojo de semillas**).

Los valores del Coeficiente de Determinación (R^2) explican la amplia relación entre los tratamientos estudiados y el tamaño de las plántulas en todas las etapas de la evaluación, por otro lado, los valores obtenidos para el coeficiente

de variabilidad (CV) no implican mayores cuidados de interpretación, debido a que la dispersión de las informaciones obtenidas es muy pequeña, variando desde 8.12% hasta un 14.25%.

La prueba de Duncan al 5% (cuadro 8) para los promedios de los tratamientos del Factor A (**Tipo de sustrato**) solamente proyectó diferencias estadísticas de los promedios de tratamientos a los 38 y 45 DDS, donde el tratamiento **A1 (Bagazo de caña-Testigo)** con un promedio de 15.22 y 15.11 cm de longitud de la biomasa radicular respectivamente, superó al tratamiento **A2 (Humus de lombriz)** a los 35 DDS y en el tratamiento A3 (Compost) a los 45 DDS, los cuales obtuvieron promedios de 13.96 cm y 13.44 cm respectivamente.

En la prueba de Duncan al 5% (cuadro 9) para los promedios de los tratamientos del Factor B (**Formas de Remojo de semillas**) los resultados no definieron diferencias estadísticas entre tratamientos en concordancia con la significación estadística del análisis de varianza. Es así que los promedios de los tratamientos B1, B2 y B3 no difirieron estadísticamente entre sí en ninguno de los tiempos evaluados.

Sin embargo, se observó un ritmo de crecimiento superior al reportado en la memoria anual 2008 – 2009 del INIA – San Martín donde se indica una longitud promedio alcanzada por la raíz principal fue de 8.0 cm hasta 9.7 cm para las raíces secundarias a los 11 DDS y con una ocurrencia promedio de germinación de las semillas a los 3 DDS respecto a los promedios que varían desde 13.96 cm, 12.15 cm y 12.19 cm para los tratamientos A1, A2 y A3

respectivamente y de 12.75 cm, 12.23cm y 13.34 cm para los tratamientos B1, B2 y B3 respectivamente. Por lo que se asume que los resultados del presente trabajo de investigación definen que la tasa de crecimiento radicular porcentual promedio es de 36.87% respecto a la longitud total de la planta a los 10 DDS alcanzando hasta un promedio de 46.31% a los 45 DDS.

6.4 Del número de raíces/plántula.

En el cuadro 10 de resultados, se presentan la significación e interpretación estadística de los análisis de varianza para el número de raíces por planta y donde se puede observar que los promedios de tratamientos del Factor A (Tipo de sustrato) solamente arrojaron diferencias significativas a los 38 días después de la siembra (DDS).

Por otro lado, la interpretación del análisis de varianza (cuadro 10) para el promedio de los tratamientos del factor B (**Formas de Remojo de semillas**), solamente detectó diferencias estadísticas al menos en un tratamiento, a los 31 días después de la siembra (DDS). Así mismo, no se detectó diferencia significativa para la interacción de los factores en estudio.

Los valores del Coeficiente de Determinación (R^2) explican la amplia relación entre los tratamientos estudiados y el tamaño de las plántulas en todas las etapas de la evaluación, por otro lado, los valores obtenidos para el coeficiente de variabilidad (CV) no implican mayores cuidados de interpretación, debido a que la dispersión de las informaciones obtenidas es muy pequeña, variando desde 2.99% a 9.98%.

La prueba de Duncan al 5% (cuadro 11) para los promedios de los tratamientos del Factor A (**Tipo de sustrato**) solamente proyectó diferencias estadísticas de los promedios de tratamientos a los 31, 38 y 45 DDS. Estas variaciones estadísticas no explican claramente diferencias numéricas claras para el número de raíces por planta, tal es así que el tratamiento A1 obtuvo un promedio desde 4.92 raíces por planta a los 10 DDS hasta 5.29, el tratamiento A2 con 4.96 los 10 DDS hasta 5.55 raíces por planta a los 45 DDS y de 5.00 raíces por planta a los 10 DDS hasta 5.93 a los 45 DDS para el tratamiento A3.

En la prueba de Duncan al 5% (cuadro 12) para los promedios de los tratamientos del Factor B (**Formas de Remojo de semillas**) los resultados definieron comportamientos similares a los tratamientos del factor A (**Tipo de sustrato**).

El promedio general para todas las evaluaciones corrobora la información obtenida por el INIA-San Martín (2009), con un total de 4 raíces secundarias y una raíz principal haciendo un total de 5 raíces por planta obtenidas a los 11 DDS en el eco tipo Totorillayco. Sin embargo el desarrollo radicular se incrementa en una raíz secundaria a partir de los 31 DDS, esto depende de la actividad fotosintética, de tal manera que este proceso se traduzca en una mayor eficiencia respiratoria como proceso bioquímico mediante el cual, las plantas “queman” los hidratos de carbono obtenidos en la fotosíntesis, obteniendo la energía necesaria para construir sus propios tejidos y órganos, creciendo y desarrollándose.

6.5 Del número de hojas/plántula.

En el cuadro 13 de resultados, se presentan la significación e interpretación estadística de los análisis de varianza para el número de hojas por planta y donde se puede observar que los promedios de tratamientos del Factor A (Tipo de sustrato) no difieren estadísticamente entre sí en los resultados evaluados a los 10, 17, 24, 31, 38 y 45 días después de la siembra (DDS).

No obstante, la interpretación del análisis de varianza (cuadro 13) para el promedio de los tratamientos del factor B (**Formas de Remojo de semillas**), no detectó diferencias estadísticas a los 10, 17, 24 DDS; pero sí determinó diferencias estadísticas significativas al 99% a los 31, 38 y 45 DDS. Así mismo, no se detectaron diferencias significativas para la interacción de ambos factores.

Los valores del Coeficiente de Determinación (R^2) explican la amplia relación entre los tratamientos estudiados y el número de hojas por planta en todas las etapas de la evaluación, por otro lado, los valores obtenidos para el coeficiente de variabilidad (CV) no implican mayores cuidados de interpretación, debido a que la dispersión de las informaciones obtenidas es muy pequeña, variando desde 7.00% a 14%, sin embargo a los 24 DDS con un CV del 24.51 %, puede haberse debido que al momento de las evaluaciones y el conteo de hojas se ha considerado a las cotiledónicas ya que en la mayoría de plántulas todavía se desprendían.

Los promedios obtenidos para las 6 evaluaciones, muestran un incremento en el número de hojas para todos los tratamientos. La prueba de Duncan al 5% (cuadro 14) para los promedios de los tratamientos del Factor A (**Tipo de sustrato**) no proyectó diferencias estadísticas entre los promedios de tratamientos **A1: Bagazo de caña** (50%), Arena lavada (20%), Cascarilla de arroz y Tierra negra (10%). Testigo, **A2: Humus de lombriz** (50%), Arena lavada (20%), Cascarilla de arroz (20%) Tierra negra (10%) y **A3: Compost** (50%), Arena lavada (20%), Cascarilla de arroz (20%) y tierra negra (10%). Estos promedios variaron desde 2.04 hasta 4.48 hojas por planta.

En la prueba de Duncan al 5% (cuadro 15) para los promedios de los tratamientos del Factor B (**Formas de Remojo de semillas**) los resultados definieron con mayor claridad la diferencia estadística entre tratamientos en concordancia con la significación estadística del análisis de varianza a los 31, 38 y 45 DDS. Es así que, las diferencias numéricas detectadas varían muy poco entre tratamientos.

El promedio general del número de hojas de 2.07 obtenido a los 10 DDS y el rango promedio que van desde 2.04 hasta 2.21 hojas, corrobora el promedio de número de hojas obtenido por el INIA – San Martín (2009), de 2 hojas por planta a los 8 DDS y 3 a partir de los 11 DDS y este último valor se define en nuestro caso con mayor claridad a partir de los 17 DDS llegando hasta 4.48 hojas a los 45 DDS debido a la distribución de los tratamientos, humedad en el suelo y época del año.

6.6 Del contenido de carbono en la biomasa radicular expresado en kg de C.planta⁻¹.

En el cuadro 16 de resultados se presentan la significación e interpretación estadística de los análisis de varianza para la biomasa radicular expresado en kg de C.planta⁻¹ y donde se puede observar que los promedios de tratamientos del Factor A (Tipo de sustrato) no difieren estadísticamente entre sí en los resultados evaluados a los 10,17, 24, 31, 38 y 45 DDS.

No obstante, la interpretación del análisis de varianza (cuadro 16) para el promedio de los tratamientos del factor B (**Formas de Remojo de semillas**), no se encontró diferencias estadísticas a los 10, 17, 24 y 45 DDS; pero sí determinó diferencias estadísticas significativas al 99% a los 31 y 38 DDS. Así mismo, no se hallaron diferencias significativas para la interacción de ambos factores.

Los valores del Coeficiente de Determinación (R^2) explican la amplia relación y correlación entre los tratamientos estudiados y la biomasa radicular expresado en kg de C.planta⁻¹ en todas las etapas de la evaluación, por otro lado, los valores obtenidos para el coeficiente de variabilidad (CV) no implican mayores cuidados de interpretación, debido a que la dispersión de las informaciones obtenidas es muy pequeña, variando desde 1.00% a 21.66%.

Los promedios obtenidos para las 6 evaluaciones, muestran un incremento del contenido de C radicular.planta⁻¹ para todos los tratamientos. La prueba de Duncan al 5% (cuadro 17) para los promedios de los tratamientos del Factor A

(**Tipo de sustrato**) solamente determino diferencias estadísticas a los 10 DDS del tratamiento **A3: Compost** (50%), Arena lavada (20%), Cascarilla de arroz (20%) y tierra negra (10%) con un promedio de 0.0264 kg de C.planta⁻¹ respecto al **A2: Humus de lombriz** (50%), Arena lavada (20%), Cascarilla de arroz (20%) Tierra negra (10%) el cual arrojó un promedio de 0.0244 kg de C.planta⁻¹.

En la prueba de Duncan al 5% (cuadro 18) para los promedios de los tratamientos del Factor B (**Formas de Remojo de semillas**) los resultados definieron con mayor claridad la diferencia estadística entre tratamientos en concordancia con la significación estadística del análisis de varianza a los 31 y 38 DDS. Es así que, son los tratamientos B2 y B1 con promedios estadísticamente iguales entre sí, superaron estadísticamente al tratamiento B3. Cabe hacer notar que en la última evaluación el contenido de Carbono en kg.planta⁻¹ obtenido por el tratamiento B1 con un promedio de 0.0931 superó numéricamente a los tratamientos B2 y B1 quienes alcanzaron un contenido promedio de 0.865 y 0.0804 kg de C.planta⁻¹ respectivamente.

El contenido promedio de carbono.planta⁻¹ expresa la tasa de fijación de CO₂ por efecto de la fotosíntesis, en tal sentido, las plantas capturan el dióxido de carbono de la atmósfera, fijándolo en compuestos orgánicos (son consumidoras de CO₂), producen también CO₂ mediante la respiración, el cual es rápidamente usado por la fotosíntesis, convirtiendo la energía del sol en energía química, almacenada en los enlaces C-C, de los compuestos orgánicos.

Es necesario acotar que los fertilizantes orgánicos ejercen efectos múltiples sobre las propiedades agronómicas de los suelos, y confiriéndoles un aumento del humus de los mismos, adquiriendo estas propiedades beneficiosas, tales como la mayor absorción de radiación, las mejoras en la estructura del suelo, el incremento de la actividad microbiológica y el aporte de nutrientes. En tal sentido todo proceso de descomposición de la materia orgánica, estabiliza la materia orgánica a través de la humificación de la misma, por lo que el efecto de los tres tipos de sustratos evaluados, aportando condiciones favorables para el desarrollo radicular y por ende el contenido de carbono en su estructura, observándose un incremento de C estadísticamente iguales entre sí, debido a la capacidad de retención de humedad, facilitando su absorción por las raíces.

6.7 Del contenido de carbono en la biomasa aérea expresado en kg de C.planta⁻¹.

En el cuadro 19 de resultados, se presentan la significación e interpretación estadística de los análisis de varianza para la biomasa aérea expresado en kg de C.planta⁻¹ y donde se puede observar que los promedios de tratamientos del Factor A (Tipo de sustrato) y del Factor B (Formas de remojo) no difirieron estadísticamente entre sí en los resultados evaluados a los 10, 17, 31, 38 y 45 días después de la siembra (DDS). Así mismo, no se detectaron diferencias significativas para la interacción de ambos factores.

Los valores del Coeficiente de Determinación (R^2) explican la amplia relación y correlación entre los tratamientos estudiados y la biomasa radicular expresado en kg de C.planta⁻¹ en todas las etapas de la evaluación, por otro lado, los

valores obtenidos para el coeficiente de variabilidad (CV) no implican mayores cuidados de interpretación, debido a que la dispersión de las informaciones obtenidas se encuentran dentro del rango porcentual para evaluaciones en campo definitivo, variando desde 14.55% a 26.84%.

La prueba de Duncan al 5% (cuadro 20) para los promedios de los tratamientos del Factor A (**Tipo de sustrato**) no detectó diferencias significativas entre sus promedios. Es así que estos promedios van desde valores promedio de 0.1589 hasta 1.1919 kg de C.planta⁻¹. En la prueba de Duncan al 5% (cuadro 21) para los promedios de los tratamientos del Factor B (**Formas de remojo de semillas**) en comportamiento fue similar con valores promedio que van desde 0.155 kg de C.planta⁻¹ a los 10 DDS hasta 1.219 kg de C.planta⁻¹ a los 45 DDS.

Entendemos por sustrato un medio sólido inerte, que tiene una doble función: la primera, anclar y aferrar las raíces protegiéndolas de la luz y permitiéndoles la respiración y la segunda, contener el agua y los nutrientes que las plantas necesitan, y por otro lado, que en el desarrollo y crecimiento de las plantas la fotosíntesis juega un papel fundamental y que a través de este proceso las plantas obtienen hidratos de carbono que son la base energética de su alimentación. Sin embargo, la respiración es un proceso bioquímico mediante el cual, las plantas “queman” los hidratos de carbono obtenidos en la fotosíntesis, obteniendo la energía necesaria para construir sus propios tejidos y órganos, creciendo y desarrollándose. En tal sentido, este proceso se inició con fuerza cercanamente a los 24 DDS para todos los tratamientos evaluados

con una intensidad aproximada de 43% de incremento en el contenido de C.planta⁻¹.

Es importante además, indicar que los fertilizantes orgánicos no son solo fuente de alimentación nutricional para las plantas, sino que también lo son de anhídrido carbónico. En la descomposición de estos abonos se desprende mucho gas carbónico que satura el aire del suelo, y como resultado mejora la nutrición aérea de las mismas, necesaria para la obtención de buenas cosechas. Este hecho es corroborado por **Bioagro (2010)** y manifiesta, que también hay que tener en cuenta el hecho de que el abono orgánico resulta ser simultáneamente material energético y fuente nutritiva para los microorganismos del suelo. Además, tales fertilizantes son de por si muy ricos en micro flora, y junto con ellos entra en el suelo gran cantidad de microorganismos. Debido a esto se intensifican en el suelo la actividad de las bacterias fijadoras de nitrógeno, de los amonificadores, nitrificadores y otros grupos de microorganismos.

6.8. Del área foliar total expresado en cm²

En el cuadro 22 de resultados, se presentan la significación e interpretación estadística de los análisis de varianza para el área foliar total expresado en cm², donde se puede observar que los promedios de tratamientos del Factor A (Tipo de sustrato) no difirieron estadísticamente entre sí en los resultados evaluados a los 24, 31, 38 y 45 días después de la siembra (DDS) pero si a los 10 y 17 DDS. Respecto a los promedios de los tratamientos del factor B (Formas de remojo de semillas) no se observó diferencias significativas a los 17

y 31 DDS, pero si a los 10, 24, 38 y 45 DDS posiblemente por errores en medición. Así mismo, no se detectaron diferencias significativas para la interacción de ambos factores.

Los valores del Coeficiente de Determinación (R^2) explican la amplia relación y correlación entre los tratamientos estudiados y el área foliar total expresado en cm^2 en todas las etapas de la evaluación a excepción de los resultados a los 24 DDS por falta de precisión en las medidas, por otro lado, los valores obtenidos para el coeficiente de variabilidad (CV) no implican mayores cuidados de interpretación, debido a que la dispersión de las informaciones obtenidas se encuentran dentro del rango porcentual para evaluaciones en campo definitivo, variando desde 5.03% a 17.18% a los 17, 24, 38 y 45 DDS; sin embargo a los 10 y 31 DDS el CV arrojó valores de 28.49% y 37.98%, asumiendo que las evaluaciones del área foliar no respondieron a la metodología utilizada, no obstante en R^2 en estos días fueron de 94.8% y 91.5% validando la información obtenida.

Los promedios obtenidos para las 6 evaluaciones, muestran un incremento del área foliar total por planta para todos los tratamientos. La prueba de Duncan al 5% (cuadro 23) para los promedios de los tratamientos del Factor A (**Tipo de sustrato**) no detectó diferencias significativas entre sus promedios a partir de los 24 hasta los 45 DDS. Es así que estos promedios van desde valores promedio de 56.64 mm^2 a los 10 DDS, hasta 300.67 cm^2 a los 45 DDS para el tratamiento A1 (Bagazo de caña); de 46.26 cm^2 a los 10 DDS, hasta 310.09

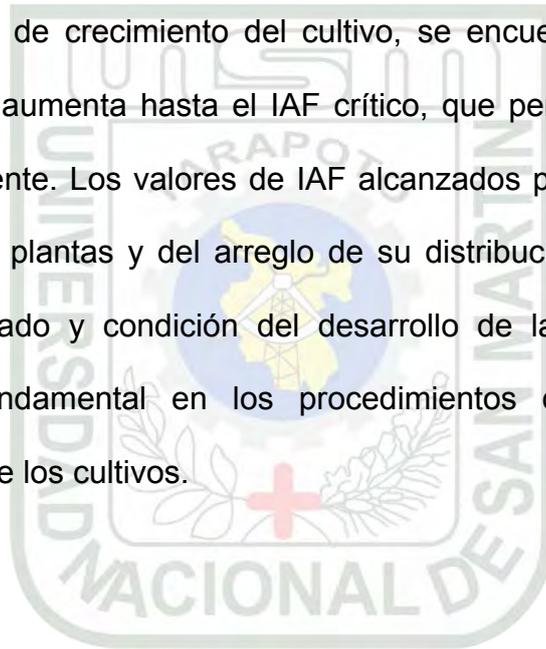
cm² a los 45 DDS para el tratamiento A2 (humus de lombriz) y de 41.44 cm² a los 10 DDS hasta 297.57 cm² a los 45 DDS para el tratamiento A3 (Compost).

Respecto a las Formas de remojo de semillas (factor B) el comportamiento fue similar, pero se define con mayor claridad la diferencia estadística a los 38 DDS; donde el tratamiento B2 (Remojo en gua por 24 horas y secado bajo sombra por 24 horas) alcanzó valores promedio de 319.61 cm² y 355.57 cm² superando estadísticamente a los tratamientos B1 (remojo en agua por 24 horas) y B3 (sin remojar) los cuales alcanzaron valores de 266.88 cm²; 280.96 mm² y 254.95 cm²; 271.72 cm² respectivamente, encontrándose también diferencia significativa a los 10, 24, 38 y 45 DDS.

El INIA – San Martín (2009) reportó en su memoria anual 2008-2009 que las hojas de plántulas de *Jatropha curcas* del eco tipo Totorillayco podían alcanzar un 56.5 cm² a los 11DDS, este valor promedio es muy similar al promedio de 56.64 cm² alcanzado por el tratamiento A1 (bagazo de caña) y superado por el promedio de 57.63 cm² alcanzado por el tratamiento B2 (Remojo en gua por 24 horas y secado bajo sombra por 24 horas) a los 10 DDS.

La explicación más acertada para estos resultados es que el área foliar (AF) es que es un parámetro importante en la evaluación del crecimiento de las plantas, su adecuada determinación resulta de fundamental importancia para la correcta interpretación de los procesos fisiológicos del crecimiento y desarrollo del cultivo. Además, permite especificar directamente el índice de área foliar a través de las distintas fases fenológicas y calcular numerosos índices de

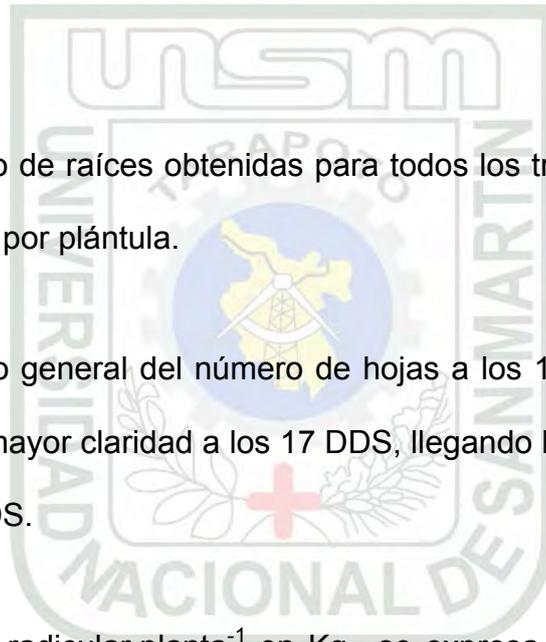
eficiencia del cultivo, de importancia en estudios eco fisiológicos que permiten sentar las bases de la generación del rendimiento de un material genético determinado en interacción con un ambiente dado (**Burgos *et al*, 2009**) y los cultivos eficientes tienden a invertir la mayor parte de su crecimiento temprano en expandir su área foliar, lo que resulta en un mejor aprovechamiento de la radiación solar. La intercepción de la radiación solar incidente que asegura las máximas tasas de crecimiento del cultivo, se encuentra cuando el índice de área foliar IAF aumenta hasta el IAF crítico, que permite captar el 95% de la radiación incidente. Los valores de IAF alcanzados por el cultivo dependen de la densidad de plantas y del arreglo de su distribución espacial; por lo tanto, conocer el estado y condición del desarrollo de la canopia constituye una información fundamental en los procedimientos destinados a estimar la productividad de los cultivos.



VII. CONCLUSIONES

- Al evaluar el Tipo de Sustrato orgánico y la forma de remojo de semilla, se determinó agronómicamente que al interactuar los factores A3 y B2 (T8: A3B2), se obtuvo mejores resultados sobre el efecto de plántulas de Piñón blanco con respecto a las demás interacciones.
- Se determinó que el Tipo de sustrato adecuado para las plántulas de Piñón blanco corresponden al Factor A3, obteniendo éste mejores resultados en los promedios de sus evaluaciones, superando al FA1 y FA2 en 5 de 8 parámetros evaluados.
- La mejor forma de remojo de semilla botánica, es determinada por el Factor B₂ que expresa mejores resultados en 6 de 8 parámetros evaluados con respecto al Factor B1 y B3 ; por lo tanto actúa adecuadamente sobre el crecimiento radicular y aéreo en plantulas de Piñón Blanco.
- El Factor B2 con promedios que van desde 53,36 cm a los 24 DDS hasta 60,26 cm a los 45 DDS, superó a los Factores B1 y B3 alcanzando alturas solo de 56,19 cm y 55,07 cm a los 45 DDS.
- Los promedios en crecimiento de la biomasa aérea son competitivamente similares con la información de la Memoria anual 2008-2009 del INIA-San Martín, con alturas de 18,3 cm a los 11 DDS y con una ocurrencia de germinación a los 3 DDS. Por lo tanto se define que la tasa de crecimiento porcentual al promedio aéreo es de 63,13% a los 10 DDS hasta 53,69% a los 45 DDS.

- En relación a la longitud de biomasa radicular, se reporto un crecimiento superior que en la información de la memoria 2008-2009 del INIA-San Martín, indicando la longitud promedio de 8 cm a 9,7 cm a los 45 DDS y una ocurrencia de germinación a los 3 DDS con respecto a los promedios encontrados; por lo que se define que la tasa de crecimiento radicular porcentual promedio es de 36,87% a los 40 DDS hasta los 46,31% a los 45 DDS.



- El promedio de raíces obtenidas para todos los tratamientos evaluados fue de 5 raíces por plántula.
- El promedio general del número de hojas a los 10 DDS es de 2,07 y de 3 hojas con mayor claridad a los 17 DDS, llegando hasta 4,48 hojas promedio a los 45 DDS.
- Sobre el C radicular.planta⁻¹ en Kg., se expresa diferencias estadísticas a los 10 DDS en el Factor A3 con promedios de 0,0264 kg. con respecto al factor A2 con promedio de 0,0244 kg. En el Factor B las diferencias estadísticas entre los tratamientos se definieron con mayor claridad a los 31 y 38 DDS.
- Con respecto al contenido de C en la biomasa aérea en kg. no se detecto diferencias significativas en los promedios del Factor A, que van de 0,189 kg. y 1,1919 kg. y tampoco en el Factor B, que van en promedios de 0,155 kg. y 1,219 kg. a los 10 DDS y 45 DDS respectivamente.

VIII. RECOMENDACIONES

- Sobre la base de los resultados del presente trabajo de investigación, se recomienda evaluaciones posteriores que consideren el tiempo de cosecha de las semillas de *Jatropha curcas*.
- Considerar evaluaciones posteriores con parámetros relacionados al área foliar, biomasa y materia seca de la hojas, con el objetivo de identificar metodologías más acertadas del crecimiento de las plantas en vivero.
- Cuando las semillas tengan un tiempo de cosecha que supere los 45 días, se recomienda dar un tratamiento pre germinativo apropiado a las semillas de *Jatropha curcas*, que se traduzca en una emergencia rápida y homogénea que facilite su manejo y reduzca pérdidas en el vivero.
- Considerar en la producción de plántones de *Jatropha Curcas* (Piñón Blanco) el uso de Compost para la elaboración de sustrato en la producción de plántones de Piñón Blanco de acuerdo a las evaluaciones encontradas.
- Antes de realizar la siembra del cultivo de *Jatropha curcas* en vivero se debe considerar el pre-germinado, sumergiendo las semillas en agua por 24 horas y secándolas bajo sombra por 24 horas para obtener mejores resultados en % de emergencia de acuerdo al análisis ya obtenido en el proyecto.

IX. BIBLIOGRAFÍA :

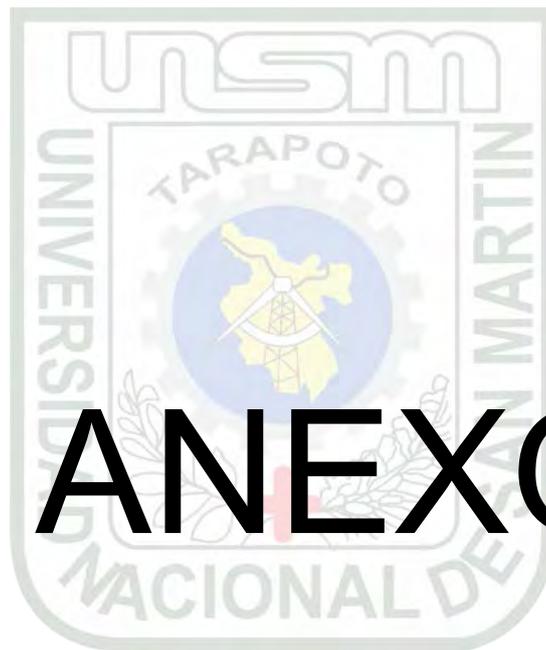
1. **ÁVILA, A. (2007), CONSEJO EMPRESARIAL PARA EL DESARROLLO SUSTENTABLE**, “La Jatropha y el Biodiesel en Ecuador” INIA.
2. **BCHUZ Y SALCH (1990)**, The most. Important factors conditioning the success of. Soil Solarization to control Meloidogyne Ander plastic shelters in: Abast. Of. First. Int. Conference on soil.
3. **BIOAGRO (2010)**, Materia orgánica estabilizada. Bioagro S.R.L. Montevideo – Uruguay. <http://www.bioagro.com.uy/materiaestabilizada.htm>.
4. **BURGOS, M., AVANZA, M., BALBI, M., CENÓZ, P. Y ARGÜELLO, A. (2009)**, Medidas alométricas para la estimación del área foliar de dos clones de mandioca (Manihot esculenta Crantz) cultivados en Corrientes. Universidad Nacional del Nordeste. COMUNICACIONES CIENTÍFICAS Y TECNOLÓGICAS 2009. Secretaria General de Ciencia y Técnica.
5. **CALDERÓN, F. Y CEVALLOS, F. (2001)**, Los sustratos. Dr. Calderón Laboratorios Ltda. Mayo 18 de 2001 <http://www.drcalderonlabs.com/index.html> Bogotá D.C., Colombia S.A. acaldero@cablenet.co
6. **CORDERO, J. & BOSHIER, DH. 2003**, Árboles de Centroamérica. Un manual para extensionistas. Oxford Forestry Institute (OFI, Oxford University, Oxford, UK) and Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza (CATIE, Turrialba, Costa Rica).
7. **CULTIVOS ENERGÉTICOS SRL**. <http://www.jatropha-curcasweb.com.ar/>.(2008).

- 8. ELIMINACIÓN DEL BROMURO DE METILO EN LA FUMIGACIÓN DE SUELOS EN EL PERU.** Proyecto PNUD/PER/OO/G61.2001-2003.Pag 51-69.
- 9. GUEVARA, E. Y GUENNI, O. 2007,** Potencial de crecimiento de cuatro líneas de *Leucaena leucocephala* (Lam) de Wit durante el establecimiento. Rate and estimates of growth in *Leucaena leucocephala* (Lam) de Wit, in the establishment, Instituto Nacional de Investigaciones Agrícolas (INIA) Centro de investigaciones agropecuarias. Apartado postal 212, El Tigre 6334, Estado Anzoátegui, Venezuela. E-mail: eguevara@inia.gov.ve 2 Universidad Central de Venezuela (UCV), Facultad de Agronomía, Instituto de Botánica Agrícola. Apartado postal 4579, Maracay, Estado Aragua, Venezuela. E-mail: Oguenni@hotmail.com.ve APPA - ALPA - Cusco, Perú, 2007
- 10.IICA y MINISTERIO DE ASUNTOS EXTRANJEROS DE FRANCIA 1989,** “Compendio de Agronomía Tropical”- Tomo II – Editorial IICA, San José, Costa Rica – Pág. 613 – 614.
- 11.INIA, INFORME ANUAL 2008 – 2009,** “Desarrollo de eco tipos a través de la investigación del cultivo de Piñón blanco (*Jatropha curcas*) en la región San Martín” CODIGO SNIP 67707.
- 12.INFOAGRO 2009,** http://www.infoagro.com/industria_auxiliar/tipo_sustratos.htm.
- 13.INSTITUTO NACIONAL DE INNOVACIÓN AGRARIA (INIA) (2008),** “Manejo del Cultivo de Piñón (*Jatropha curcas*) en la Región san Martín” www.inia.gob.pe.
- 14.MAGUIRE, (1962)** "Revista Brasileira de Fruticultura, volumen 25 N° 2, Jaboticabal, Agosto 2003,

http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0100-29452003000200031.

- 15. MEDINA, G. (2008)**, en " Región San Martín impulsará el cultivo del Piñón para producción de biodiesel". <http://www.peruenvideos.com/region-san-martin-impulsara-el-cultivo-del-pinon-para-produccion-de-biodiesel/>.
- 16. MONT, R. (2002)**, "Manejo integrado de enfermedades de las plantas. Ministerio de Agricultura. SENASA, Lima – Perú. Pag. 170 – 171.
- 17. PROGRAMA DE DIVERSIFICACIÓN DE LA FUNDACIÓN HORUGUEÑA (2007)**, "Propagación del Cultivo de Piñón" Honduras, CEA, PROYECTO GOTA VERDE. www.fhia.org.hn.
- 18. PULLMAN, DE VAY, ELMORE Y HART (1989)**, "Solarización del suelo". Un método no químico para el control de enfermedades y plagas. IPA la platina. N°52. EE.UU. Pag. 48-52.
- 19. STAPLETON, FERGUSON Y KENRY (1997)**, Response Of. Phytoparasitión ad 1,3- dichloropiopene in California. Phytopathology 73. EE.UU. Pag. 1429 – 1436.

X.- ANEXOS



ANEXO 1: MÉTODOS Y ESCALAS DE INTERPRETACION DE ANALISIS DE SUELOS

A. DETERMINACIÓN DEL pH DEL SUELO.

a. Reactivos:

- ✓ Solución Buffer de pH 4.7 y 10 para Calibrar el Potenciómetro.
- ✓ Agua Destilada.

b. Procedimiento:

- ✓ Transferir 20gr. De tierra fina seco pasado por tamiz 2 mm. A un vaso de precipitación.
- ✓ Adicionar 20ml. De agua destilada, de acuerdo al tipo de suelo (Suelos Pesados relación 1:2 y Suelos Ligeros relación 1:1).
- ✓ Agitar intermitentemente durante 30min. Dejar en reposo de 10 a 15 min.
- ✓ Leer el pH en el potenciómetro sumergiendo el electrodo. (El potenciómetro debe ser previamente calibrado).
- ✓ Lavar el electrodo del potenciómetro con agua destilada.

c. Rango:

- | | | |
|----------------|---|---------------------------|
| ✓ Menor de 4.5 | : | Extremadamente Ácido. |
| ✓ 4.6 a 5.0 | : | Muy Fuertemente Ácido. |
| ✓ 5.1 a 5.5 | : | Fuertemente Ácido. |
| ✓ 5.6 a 6.0 | : | Medianamente Ácido. |
| ✓ 6.1 a 6.5 | : | Ligeramente Ácido. |
| ✓ 6.6 a 7.3 | : | Neutro. |
| ✓ 7.4 a 7.8 | : | Medianamente Alcalino. |
| ✓ 7.9 a 8.4 | : | Moderadamente Alcalino. |
| ✓ 8.5 a 9.0 | : | Muy Fuertemente Alcalino. |

B. DETERMINACIÓN DE FÓSFORO EN EL SUELO.

a. Reactivos:

- ✓ Solución Buffer de pH 4.7 y 10 para Calibrar el Potenciómetro.
- ✓ Agua Destilada.

b. Procedimiento:

- ✓ En un frasco de agitación colocar 2 gr. De suelo, adicionar 100mg. De carbón activado.
- ✓ Adicionar 20ml. De extractante (Solución Olsen).
- ✓ Agitar por 30min. Filtrar.
- ✓ En un tubo colocar alícuota de 3ml. Del extracto. Adicionar 10ml. De la solución de trabajo de desarrollo de color. Homogenizar.
- ✓ En forma paralela preparar serie de patrones de acuerdo a lo siguiente:

c. Rango:

- ✓ 0 - 6 ppm P : Bajo.
- ✓ 7 - 14 ppm P : Medio.
- ✓ >14 ppm P : Alto.

TABLA DE ppm DE P. (Método: Olsen Modificado)

C. DETERMINACIÓN DE POTASIO EN EL SUELO.

“Método Turbimétrico Con Tetrafenilborato”.

a. Procedimiento:

- ✓ Adicionar 3ml. De la muestra extraída melich a una probeta de 25ml. Luego añadir agua destilada hasta la marca 21ml. De la probeta, tapar la probeta e invertirlo para mezclarla.
- ✓ Añadir 1 bolsita de reactivo en polvo potasio 2 y 3 ml. De solución alcalina EDTA a la probeta. Tapar la probeta e invertir varias veces para mezclar. Dejar en reposo 3 minutos.
- ✓ Añadir el contenido de una bolsita de reactivo en polvo potasio 3. tapar la probeta y agitarla vigorosamente por 10 segundos. Dejar en reposo por 3 minutos, pero no más de 10 minutos. Se desarrollara una turbidez blanca.
- ✓ Introducir el dispositivo de lectura (regla grabada) directamente en el interior de la probeta en forma vertical, observar el punto negro de la regla que empieza a desaparecer, cuando este no sea visible observar a través de la superficie de la muestra, la escala de la varilla para potasio. Anotar el número (en mm.), y

luego esta medida consulte en la tabla de referencia, para determinar el nivel de potasio en el suelo.

b. Rango:

- ✓ 0 – 300 Kg. K₂O : Bajo.
- ✓ 300 – 600 Kg. K₂O : Medio.
- ✓ 600 a más Kg. K₂O : Alto.

TABLA DE CONVERSIÓN PARA POTASIO

Lectura de la Varilla (mm)	meq./100gr. Potasio
100	0.15
95	0.16
90	0.18
85	0.20
80	0.22
75	0.24
70	0.26
65	0.28
60	0.30
55	0.33
50	0.37
45	0.41
40	0.46
35	0.53
30	0.62
25	0.75

D. DETERMINACIÓN DE LA TEXTURA DEL SUELO.

“Método del Hidrómetro”

El método del hidrómetro se basa en la diferencia de velocidades de sedimentación de las partículas primarias del suelo (arena, arcilla, limo), de acuerdo a la ley de STOKES.

a. Reactivos y materiales:

- ✓ Agente dispersante: solución de hexametáfosfato de sodio (NaPO_3)₆ y Carbonato de Sodio (Na_2CO_3).
- ✓ Hidrómetro estándar, ASTM N°152 con escala Bouyoucus en gr./l.
- ✓ Cilindros para suspensión.
- ✓ Máquina dispersante con vaso de dispersión.

b. Procedimiento:

- ✓ Pesar 50 gr. De suelo que se lleva al vaso de dispersión.
- ✓ Añadir agua destilada hasta 2/3 de su volumen.
- ✓ Agregar 5ml. solución agente dispersante.
- ✓ Agitar por 15 minutos.
- ✓ Verter el contenido de muestra dispersada al cilindro de sedimentación llenar el cilindro hasta la marca de 1lt.
- ✓ Introducir el hidrómetro dentro de la suspensión.
- ✓ Después de 40 segundos se ejecuta la primera lectura.
- ✓ Retirar el hidrómetro y tomar la temperatura, para la correspondiente corrección de lectura. La segunda lectura se realiza al cabo de 2 horas.
- ✓ Por cada grado de temperatura por encima o debajo de la temperatura de calibración del hidrómetro, corrija en 0.2 unidades la que se suma o resta la lectura del hidrómetro según la tabla.

c. Rango:

- ✓ Gruesa : Arena, Arena Fina
- ✓ Moderadamente Gruesa : Franco Arenoso
- ✓ Media : Franco, Franco Limoso, Limo.
- ✓ Fina : Franco Arcillo Arenoso, Franco Arcillo Limoso, Franco Arcilloso.

- ✓ Muy Fina : Arcilla Arenosa, Arcilla
Limoso,
Arcilla.

E. DETERMINACIÓN DE CARBONO ORGÁNICO. MATERIA ORGÁNICA

La materia orgánica del suelo es evaluada por medio del carbono orgánico, el cual se determina en forma directa por combustión cuantitativa o indirecta basada en la reducción del Ion $\text{Cr}_2\text{O}_{7-2}$ por la materia orgánica, esta última forma es la que se aplica.

a. Reactivos:

- ✓ Dicromato de Potasio ($\text{K}_2\text{Cr}_2\text{O}_7$)
- ✓ Sulfato Ferroso ($\text{FeSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$)
- ✓ Difenil Amina $[(\text{C}_6\text{H}_5)_2\text{NH}_2]$.
- ✓ Ortrofenantrolina – Sulfato Ferroso.
- ✓ Acido Sulfúrico 96%.

b. Materiales:

- ✓ Erlenmeyer de 250ml.
- ✓ Pipetas graduadas y volumétricas.
- ✓ Agitador magnético con barra teflón.
- ✓ Buretas para titular.

c. Procedimiento:

- ✓ Pesar 1gr. De suelo en el Erlenmeyer. Si los suelos son muy oscuros pesar 0.5gr. de suelo.
- ✓ Adicionar 10ml. De dicromato de potasio.
- ✓ Adicionar 10ml. De acido sulfúrico.
- ✓ Mezclar para homogenizar la solución, durante esta reacción hay generación de calor dejar en reacción por $\frac{1}{2}$ hora o mas.
- ✓ Adicionar 80ml. De agua destilada.
- ✓ Tomar 20ml. De la solución en un Erlenmeyer.
- ✓ Adicionar 5ml. De acido ortofosfórico y 0.5ml. Del indicador difenil amina sulfúrico o de 3-4 gotas de sulfato ferroso.
- ✓ Titular lentamente hasta cambio de color, en cambio detener la titulación.

d. Rango:

- ✓ 0 – 2 % : Bajo.
- ✓ 2 – 4 % : Medio
- ✓ > 4 % : Alto.

F.- DETERMINACIÓN DE LA SALINIDAD (CONDUCTIVIDAD ELÉCTRICA).

Las Sales solubles en el suelo son estimadas a partir de la Conductividad Eléctrica (C.E.) en un extracto acuoso, este extracto sirve para determinar los aniones y cationes solubles.

a. Procedimiento:

- ✓ En la extracción acuosa que se utilizó para determinar el pH inmerce los electrodos del Conductímetro.
- ✓ Esperar que estabilice la lectura.
- ✓ Lavar el electrodo del Conductímetro con agua destilada.

b. Rango:

- ✓ 0 – 2 mmhos/cm³ : No hay problemas de Sales.
- ✓ 2 – 4 mmhos/cm³ : Ligeros problemas de Sales.
- ✓ 4 – 8 mmhos/cm³ : Medio (problema de Sales).
- ✓ 8 – 16 mmhos/cm³ : Fuerte Problema de Sales.
- ✓ 16 mmhos/cm³ : Muy Fuerte Salino.

G.- DETERMINACIÓN DE Ca y Mg EN EL SUELO.

a. Procedimiento:

- ✓ Pesar 2gr. De suelo.
- ✓ Adicionar 20ml. De Mehlich II.
- ✓ Agitar por 10min. Filtrar.
- ✓ Tomar 1ml. De alícuota.
- ✓ Agregar 24ml. De agua destilada.
- ✓ Agregar 4 gotas de indicador Man Ver Hars.
- ✓ Adicionar 1ml. De solución tampón.
- ✓ Mezclar mediante un giro manual (color vino tinto).
- ✓ Titular con EDTA 0.0075N hasta que tome un color violeta.

H.- DETERMINACIÓN DE AI EN EL SUELO.

e. Reactivos:

- ✓ Cloruro de Potasio (KCl) N.
- ✓ Hidróxido de Sodio (NaOH) 0.001N.
- ✓ Indicador Fenolftaleína al 0.1% en alcohol.

f. Procedimiento:

- ✓ Pesar 2.5gr. de muestra de suelo, llevar al vaso de dispersión.
- ✓ Adicionar 25ml. De la solución Cloruro de Potasio.
- ✓ Agitar por 10 minutos.
- ✓ Filtrar utilizando papel filtro y embudo en un frasco.
- ✓ Tomar la alícuota de 10ml. Adicionar 15ml. De agua destilada.
- ✓ Adicionar de 3 a 4 gotas del indicador fenolftaleína.
- ✓ Titular con hidróxido de sodio hasta que cambie de color, anotar el gasto.

TABLA DE INTERPRETACIÓN DE ANÁLISIS DE SUELOS DE LA FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS DE LA UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN MARTÍN - TARAPOTO.

2. TEXTURA:

- Gruesa : Arena, Arena Franca.
- Moderadamente Gruesa : Franco Arenoso.
- Media : Franco, Franco Limoso, Limo.
- Fina : Franco Arcillo Arenoso, Franco Arcillo Limoso, Franco Arcilloso.
- Muy Fina : Arcilla Arenosa, Arcilla Limosa, Arcilla.

3. pH:

- Menos de 4.4 : Extremadamente Ácido.
- 4.5 – 5.0 : Muy Fuertemente Ácido.
- 5.1 – 5.5 : Fuertemente Ácido.
- 5.6 – 6.0 : Moderadamente Ácido.
- 6.1 a 6.5 : Ligeramente Ácido.
- 6.6 a 7.3 : Neutro.

- 7.4 a 7.8 : Ligeramente Alcalino.
- 7.9 a 8.4 : Moderadamente Alcalino.
- 8.5 a 9.0 : Fuertemente Ácido.
- Más de 9.0 : Muy Fuertemente Alcalino.

4. SALINIDAD:

- 0 – 2 dS/m : No Salino.
- 2 – 4 dS/m : Muy Ligeramente Salino.
- 4 – 8 dS/m : Ligeramente Salino.
- 8 – 16 dS/m : Moderadamente Salino.
- > 16 dS/m : Fuertemente Salino.

5. MATERIA ORGÁNICA:

- Menos de 2 % : Bajo
- 2 – 4 % : Medio
- Más de 4 % : Alto

6. FÓSFORO DISPONIBLE:

- Menos de 7 ppm : Bajo
- 7 – 14 ppm : Medio
- Más de 14 ppm : Alto

7. POTASIO DISPONIBLE:

- Menos de 300 Kg. /Ha : Bajo
- Menos de 300 - 600 Kg. /Ha : Medio
- Más de 600 Kg. /Ha : Alto