

UNIVERSIDAD AMAZONICA DE PANDO

AREA: CIENCIAS BIOLÓGICAS Y NATURALES

PROGRAMA: INGENIERÍA AGROFORESTAL



**COMPARACIÓN DE CUATRO SUBSTRATOS ORGÁNICOS EN
EL CRECIMIENTO DE LA PALMA ARECA (*Dyopsis lutescens*)
EN FASE DE VIVERO, MUNICIPIO COBIJA-PANDO.**

Tesis de Grado para optar a la licenciatura en Ing. Agroforestal, presentado por:

UNIV. JOSÉ MANUEL MAGNE MAMANI

Asesor: Ing. Adivaldo Moura Silva

COBIJA – PANDO – BOLIVIA

2014

HOJA DE APROBACIÓN

.....
Ing. Julio Diego Romaña Galindo
TRIBUNAL

.....
Ing. Ronny Silver Balcazar
TRIBUNAL

.....
Ing. Griceldo Carpio Tancara
TRIBUNAL

.....
Ing. Adivaldo Moura Silva
ASESOR

Cobija ____ del _____ 2014

DEDICACIÓN

Dedico primeramente a Dios por darme vida, Salud, sabiduría y el conocimiento necesario para concluir este trabajo

A mis queridos Padres: Severo y Modesta quienes con cariño y sacrificio supieron acompañarme a lo largo de mi vida y mis estudios profesionales.

A mi familia quienes me brindaron su apoyo moral incondicional, en el transcurso de mis estudios universitarios.

AGRADECIMIENTOS

Primero agradezco a Dios por haberme dado vida, salud, y guía por guardarme de todo peligro en el transcurso de esta investigación y en el camino de toda mi vida.

A mi esposa, por mostrarme que puedo lograr lo que me proponga, por su gran apoyo en la realización de este trabajo, pero por sobre todo agradezco su amor y su cariño.

A mis padres, Severo y Modesta, por haberme educado, enseñado e inculcado el estudio desde niño, sin su ayuda no habría podido llegar a este momento tan importante de mi vida.

Agradezco a los miembros del tribunal: Ing. Julio Diego Romaña Galindo, Ing. Rony Silver Balcazar e Ing. Griceldo Carpio T., por sus valiosas sugerencias en la revisión del trabajo.

A quienes fueron mis docentes, por haber impartido sus conocimientos con paciencia durante el proceso de enseñanza.

A mi asesor Ing. Adivaldo Moura S., por haberme acompañado y guiado en la toma de datos de campo.

A la Universidad Amazónica de Pando y particularmente al Área de Ciencias Biológicas y Naturales por haberme acogido y haberme dado la formación profesional.

A mis compañeros de la universidad: por las muchas experiencias vividas durante los años que hemos compartido juntos.

INDICE

Hoja de Aprobación	i
Dedicatoria	ii
Agradecimientos	iii
Índice	iv
Lista de Cuadros	vii
Lista de Gráficos	xiii
Lista de Fotos	ix
Resumen	x
1. INTRODUCCIÓN	1
2. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA	3
2.1. DESCRIPCIÓN DE LAS ESPECIE	3
2.2. DISTRIBUCIÓN	4
2.3. REQUERIMIENTOS ECOLÓGICOS	4
2.4. SILVICULTURA	7
2.4.1. Semilla	7
2.4.2. Propagación	7
2.4.3. Preparación de semilleros	8
2.4.4. Siembra de semillas en semilleros	9
2.4.5. Relleno de macetas	9
2.4.6. Repique de plántulas	10
2.4.7. Mantenimiento en vivero	11
2.4.8. Riego	12
2.5. LA NUTRICIÓN	14
2.6. SUBSTRATOS PARA EL CRECIMIENTO	16
2.7. PLAGAS Y ENFERMEDADES	21
3. MATERIALES Y MÉTODOS	23
3.1. UBICACIÓN	23
3.2. MATERIALES EMPLEADOS	23
3.2.1. Equipos y herramientas	23

3.2.2. Material para sustratos	24
3.2.3. Material de gabinete.	24
3.2.4. Material vegetal	24
3.3. DETALLE DEL TRABAJO REALIZADO	25
3.3.1. Construcción del cerco perimetral	25
3.3.2. Preparación de los sustratos orgánicos	25
3.3.3. Llenado de envases	26
3.3.6. Repique en macetas	27
3.3.6. Riego	27
3.4. MÉTODOS EMPLEADOS EN LA RECOLECCIÓN DE DATOS	28
3.4.1. Datos climáticos	28
3.4.2. Crecimiento en altura de la planta:	28
3.4.3. Crecimiento en Diámetro del tallo	28
3.4.4. Incidencia de plagas y enfermedades	29
3.5. DISEÑO EXPERIMENTAL	29
3.5.1. Análisis Estadístico	30
3.5.2. Análisis y procesamiento de datos	31
4. RESULTADOS	32
4.1. CONDICIONES CLIMÁTICAS	32
4.2. CARACTERÍSTICAS DE LOS SUSTRATOS	34
4.3. CRECIMIENTO EN ALTURA	36
4.3.1. Altura de planta inicial	36
4.3.2. Crecimiento mensual en altura	37
4.2.3. Altura de planta a los 180 días	38
4.4. CRECIMIENTO EN DIAMETRO DE TALLO	40
4.4.1. Diámetro de tallo Inicial	40
4.4.2. Crecimiento mensual en diámetro	42
4.4.3. Diámetro de tallo a los 180 días	43
4.5. INCIDENCIA DE INSECTOS Y ENFERMEDADES	45
5. DISCUSIÓN	46
5.1. CONDICIONES CLIMATICAS	46

5.2.	EFFECTO DE LOS SUBSTRATOS EN EL CRECIMIENTO	
	47	
5.3.	PLAGAS Y ENFERMEDADES	49
6.	CONCLUSIONES	50
7.	RECOMENDACIONES	52
	BIBLIOGRAFÍA CONSULTADA	53
	ANEXO N° 1. CROQUIS DE CAMPO	56

LISTA DE CUADROS

Nº	Título	Pág.
1	Registros de temperatura y precipitación pluvial	32
2	Resultados de análisis laboratorial de los sustratos	34
3	Resultados de análisis de la textura de los sustratos	35
4	Altura de planta inicial (cm)	36
5	Análisis de varianza para altura de planta inicial	37
6	Promedio de altura de planta de los seis meses	37
7	Altura de planta a los 180 días	38
8	Análisis de varianza para altura de planta a los 180 días	39
9	Resultados de la prueba de Duncan para tratamientos	39
10	Diámetro de tallo inicial (mm)	41
11	Análisis de varianza para diámetro de tallo inicial	41
12	Promedio de diámetro de tallo de los seis meses	42
13	Diámetro de tallo a los 180 días	43
14	Análisis de varianza para diámetro de tallo a los 180 días	44
15	Resultados de la prueba de Duncan para tratamientos	44

LISTA DE GRAFICOS

Nº	Título	Pág.
1.	Promedio de temperaturas durante el estudio	33
2.	Precipitación pluvial, registrada durante el estudio	34
3.	Promedios de altura de planta mensual	38
4.	Altura de planta a los 180 días	40
5.	Promedios de diámetro de tallo mensual	42
6.	Diámetro de tallo a los 180 días	45

LISTA DE FOTOS

Nº	Título	Pág.
1.	Material vegetal	24
2.	Construcción del cerco perimetral	25
3.	Preparación de substratos	26
4.	Llenado de macetas	27
5.	Repique de plántulas en macetas	27
6.	Medición de las características morfológicas	29
7.	Distribución de las unidades experimentales	30

RESUMEN

La presente investigación titulada “Comparación de cuatro sustratos orgánicos en el crecimiento de la palma areca (*Dyopsis lutescens*) en fase de vivero, municipio Cobija-Pando” realizada durante seis meses (septiembre 2013 a febrero 2014), tuvo los siguientes objetivos específicos: a) evaluar el efecto de la fertilización orgánica sobre el desarrollo de las características morfológicas durante la fase de vivero, b) determinar el porcentaje de mortalidad de las plantas y sus causas durante el periodo de investigación y, c) evaluar la incidencia de plagas y enfermedades durante el periodo de investigación.

La presente investigación se realizó en la propiedad privada del tesista, ubicado en el barrio “Perla del Acre”, municipio Cobija, provincia Nicolás Suárez del departamento Pando, cuyas coordenadas geográficas son: longitud oeste: 87°64'15,9” y latitud sur 05°44'02,1”. El experimento se realizó en un vivero establecido para este efecto. Durante el estudio se evaluaron factores como temperatura, precipitación y las características de los sustratos, las variables de respuesta fueron: altura de planta, diámetro de tallo e incidencia de insectos.

Los principales resultados indican que: durante los seis meses, la altura de planta registró una tasa de crecimiento mensual de 3,96 cm/mes; mientras que el diámetro de tallo registró una tasa de crecimiento de 1,34 mm/mes. El menor crecimiento en altura de planta se registró Testigo; mientras que el mayor crecimiento se observó en el tratamiento 60% estiércol bovino + 40 aserrín, con crecimiento absoluto de 28,5 cm. El crecimiento en diámetro de tallo fue también significativamente diferente entre tratamientos; el testigo registró el menor crecimiento; el mayor se observó en el tratamiento 60% estiércol bovino + 40 aserrín, con incremento absoluto de 9,77 mm; los resultados del análisis de varianza indican que las combinaciones de estiércol bovino y aserrín en las diferentes dosis dieron lugar a un mayor crecimiento en altura de planta y diámetro de tallo, respecto al testigo. Durante el periodo de estudio no se observó la presencia de insectos ni enfermedades.

Palabras claves: Efecto estiércol bovino, aserrín crecimiento, *Dyopsis lutescens*.

1. INTRODUCCIÓN

En la amazonia existen más de 200 especies de palmas, siendo más del 60% de ellas endémicas. Dentro de esta familia se destaca *Dypsis lutescens*, comúnmente conocida como palma areca o palma del fruto dorado (Benítez *et al.* 2008).

En los últimos años se ha hecho popular como planta ornamental en muchas regiones del mundo, principalmente en Europa, por este motivo es cultivada a gran escala en diferentes países. En Brasil las plantas de esta especie han cobrado un gran auge, dada su utilidad como elemento decorativo en jardines, parques, además de constituir una excelente especie para decorar interiores de viviendas, salones de hoteles, oficinas, actividades públicas, etc.

Algunas empresas se dedican a la producción y comercialización de plantas ornamentales y, dentro de ellas, las palmeras son las de mayor importancia desde este punto de vista, constituyendo *Dypsis lutescens* la especie de mayor demanda en el mercado (Cuba 2006).

Hoy en día la producción y comercialización de estas ha crecido significativamente en las regiones tropicales; no obstante, son muy escasos los trabajos de investigación encaminados a resolver las actuales problemáticas que tiene el cultivo. Un ejemplo de ello lo constituyen los bajos niveles de producción, que no satisfacen las demandas actuales del mercado y la principal limitante es su lento crecimiento, demorando entre 12 y 15 meses para alcanzar una altura máxima de 60 cm, según lo establecido por las normas de comercialización, lo que implica que durante la fase de aviveramiento estas alcancen valores considerables de costo para su producción (Ballester-Olmos y Anguís 1996).

El empleo de productos o abonos orgánicos, ecológicamente inocuas, las cuales logran significativos incrementos de los rendimientos agrícolas, ha cobrado un gran auge en la producción (Benitez *et al.* 2008).

El grupo de abonos orgánicos, existentes en la región provienen del bosque y de la ganadería a pequeña y mediana escala, entre ellos el aserrín en descomposición, los restos de troncos de árboles caídos, la turba o sedimento de orillas de río, cáscara de almendra, estiércol bovino, etc.

A partir de la problemática señalada en cuanto a la producción de palma areca en la amazonia y a los resultados alcanzados con el uso de abonos orgánicos en otras especies de palmeras, se propone realizar el presente trabajo, con el propósito de evaluar su efecto en el crecimiento y desarrollo de este cultivo durante la fase de vivero.

Por todo lo descrito anteriormente, la presente investigación se plantea el siguiente problema: ¿Cuál es la mejor dosis de aserrín y estiércol bovino, que permite un mayor crecimiento de la palma areca (*Dypsis lutescens*) en la fase de vivero?

En consecuencia que el objetivo general fue: Comparar el efecto de cuatro substratos orgánicos en el crecimiento de la palma areca (*Dypsis lutescens*) en fase de vivero, municipio cobija-pando, mientras que los objetivos específicos fueron:

- Evaluar el efecto de la fertilización orgánica sobre el desarrollo de las características morfológicas durante la fase de vivero.
- Determinar el porcentaje de mortalidad de las plantas y sus causas durante el periodo de investigación.
- Evaluar la incidencia de plagas y enfermedades durante el periodo de investigación.

La hipótesis planteada fue: Las dosis de aserrín y estiércol bovino tienen diferentes efectos sobre el crecimiento de la palma areca (*Dypsis lutescens*) en la fase de vivero.

2. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

2.1. DESCRIPCIÓN DE LAS ESPECIE

La palma areca (*Dypsis lutescens*) es endémico del este de Madagascar, donde se encuentra en peligro debido a la pérdida de su hábitat natural en áreas abiertas de los bosques hídricos y riberas de los ríos. Puede tolerar pleno sol o sombra parcial y crece mejor en suelos bien drenados en los que tiene acceso a un montón de agua. Las hojas pinnadas son de color verde amarillento a verdes oscuros, crecen entre 6 a 8 pies de largo, y son de forma ovoide. Los folíolos son de dos pies de largo, en forma de lanza, y crean una forma distinta de "V" en la hoja debido a que crecen en direcciones opuestas una de la otra a lo largo del centro de la tallo a la luz de los raquis verdes. El tronco de esta palmera es multi-tallo, y cada tallo mide de 2 a 3 pulgadas de diámetro. Los anillos firmemente llenos o cicatrices foliares se extienden a lo largo del tallo y varían en color naranja y amarillo a verde oscuro, con colores más claros resultan de una mayor exposición al sol. Bifurcaciones de los tallos de las flores amarillas salen de debajo de las hojas y la caída hacia abajo. Cada fruta es de aproximadamente pulgada de largo y con forma de un huevo, y el fruto cambia de amarillo a púrpura oscuro o negro a medida que madura (Fridman *et al.* 2010).

Clasificación Taxonómica

Según (Fridman *et al.* 2010) esta especie tiene la siguiente clasificación taxonómica:

Reino: Plantae

División: Magnoliophyta

Clase: Liliopsida

Familia: Arecaceae

Género: *Dypsis*

Especie: *lutescens*

Nombre científico: *Dypsis lutescens*

Nombres comunes: Palmera areca.

2.2. DISTRIBUCIÓN

Gilman y Watson (1994), afirman que las palmeras son unas plantas excepcionales. Disfruta conociendo sus formas, su elegancia, su gran riqueza en especies (cada una con detalles propios), sus lugares de origen (zonas tropicales y subtropicales del Planeta), los múltiples usos que hacen de ellas los distintos pueblos, el aire exótico que dan a nuestros jardines, patios, terrazas o interiores..

Varios aspectos de interés:

- Tipos de palmeras. Se clasifican en dos grupos según la hoja:
- Las hojas de tipo palmado, en abanico. Ej.: Wachintona.
- Las hojas pinnadas, tipo plumas de pájaro. Ej.: Datilera.

2.3. REQUERIMIENTOS ECOLÓGICOS

Temperatura. Las palmeras tropicales se desarrollan entre los 18 y 30°C, toleran bastante bien las temperaturas bajas, aunque su crecimiento es más lento. El frío reduce la actividad radicular, la traslocación de nutrientes y el crecimiento, en general, debilitando las plantas y haciéndolas más sensibles a los ataques de enfermedades (Infoagro 2012).

Requieren de temperaturas altas para obtener una germinación más rápida y uniforme. Se utilizan temperaturas entre 21°C y 38°C, pero los mejores resultados se obtienen generalmente entre 30°C - 35°C (Ballester-Olmos y Anguís 1996).

En el caso de la palma areca, la temperatura ambiente más adecuada no debe decrecer de 15-20°C por las noches, siendo óptimo el entorno de 21-30°C, pero tolera hasta 35°C (Benitez *et al.* 2006).

Humedad relativa. La humedad ambiental ideal oscila entre el 60 y 80 %. Las palmeras sobreviven durante largos períodos de tiempo con solo un 30 % de humedad ambiental, pero después de varias semanas o meses se marchitan, pierden el brillo y el ápice de los foliolos se seca. En el caso de la Palma Areca, se recomienda un 90 % de humedad relativa para un desarrollo favorable del cultivo (Ballester-Olmos y Anguís 1996).

Iluminación. La luz es la condicionante más importante, ya que las palmeras necesitan luz pero no sol directamente. Si la luz es insuficiente, el crecimiento es lento e incluso nulo y la planta termina por morir. Se estima que requieren un 40 % de sombra, es decir, unos 40 000 lux. Prefieren posiciones soleadas desde el principio, para lograr su crecimiento óptimo o, al menos, cuando son adultas, que requieren solamente posiciones permanentemente sombreadas las especies que, en su lugar de origen, ocupan las zonas más umbrías y alcanzan un crecimiento reducido (Infoagro 2012).

La luz suele ser, entre todos los factores ambientales, el más limitante en el mantenimiento y crecimiento de las plantas de interior. Cada especie tiene valores mínimos que están relacionados con su hábitat natural, la intensidad de luz en la que se cultivó y el grado de aclimatación que se haya logrado. En estudios realizados en la palma areca, se encontró que estas requieren de 30 000 lux después de la germinación (Broschat y Donselman 1987).

Vientos. La naturaleza especial de sus troncos hace que las palmeras sean extraordinariamente flexibles y resistentes a los fuertes vientos. Sin embargo, existen especímenes que tienen hojas frágiles y sensibles a la deshidratación provocada por el azote continuo del viento. Los vientos secos son, además, otro factor importante a tener en cuenta para no fracasar al elegir una especie. Las hojas gruesas y cerosas indican su adaptabilidad a estas condiciones (Broschat y Donselman 1987).

Las hojas de las plantas de palma areca suelen ser resistentes a los vientos; sin embargo, cuando estos son excesivos, provocan quemaduras en las puntas de las hojas, lo que atenta contra la actividad fotosintética, así como con la calidad para la actividad de comercialización.

Suelos. La palma areca prospera en diferentes tipos de suelo, en especial en aquellos que ofrecen un fácil drenaje y buena aireación. Los suelos de aluvión son ideales para su cultivo; son los que se conocen como suelos de bancos y que se encuentran ubicados en las márgenes de los ríos. Estos suelos poseen gran cantidad de arena, limo y arcilla, teniendo por lo tanto gran facilidad para la filtración de las aguas. Son suelos fértiles en su totalidad y mantienen una constante humedad

La palma areca tiene marcada preferencia por los suelos arenosos, crecen lozanas a las orillas del mar y se desarrolla robusta desde los primeros meses. En estos lugares fácilmente se observa un mayor crecimiento del sistema radicular y del diámetro del tronco. La salinidad no presenta ningún

problema para el desarrollo de esta planta, puesto que el cocotero ha demostrado ser muy tolerante.

Ecología: La especie fue domesticada en América Tropical en tiempos precolombinos, y actualmente se cultiva a lo largo de las áreas tropicales húmedas de América Central y Sur, a altitudes por debajo de los 1200 msnm, con precipitaciones promedio anuales de 2000 a 5000 mm y temperaturas promedio anuales de 24 a 28°C (OFI-CATIE 2009).

Generalmente se le encuentra asociada con asentamientos humanos, actuales o antiguos. Se adapta a gran variedad de condiciones, incluyendo suelos de baja fertilidad, erosionados, ácidos y con alta saturación de aluminio, aunque la producción disminuye con el tiempo si no se fertiliza. No tolera suelos inundables. Puede crecer en sitios con estaciones secas cortas (3- 4 meses), si los suelos no son demasiado arenosos, pero bajo tales condiciones el crecimiento y la producción se reducen. El crecimiento de las plántulas es lento bajo sombra y las plantas maduras requieren plena exposición para una producción óptima (OFI-CATIE 2009).

2.4. SILVICULTURA

2.4.1. Semilla

Los frutos maduros no deben refrigerarse si se pretende usar las semillas para siembra, ya que las bajas temperaturas reducen rápidamente la viabilidad de la semillas. Se parten en dos para extraer la semilla, la cual debe remojar durante 1-2 días para aflojar los restos de la pulpa que quedan adheridos. Luego se restriegan unas contra otras bajo agua corriente para remover la pulpa y se dejan secar durante 8-24 horas en un ambiente sombreado y ventilado (Sánchez y Moreno, 1997).

Cuando se vean ligeramente húmedas, están listas para la siembra o el almacenamiento. La semilla es recalcitrante, pero manejando el contenido

de humedad y la temperatura puede extender el periodo de almacenamiento. Almacenando en bolsas plásticas, con un contenido de humedad inicial de 40% y una temperatura de 25°C, se ha logrado un 64% de germinación después de 12 meses. En este tratamiento, la humedad cayó a 31% durante el almacenamiento, la cual debió aumentarse a 40% antes de la germinación, colocando las semillas en agua durante 3-4 días (Sánchez y Moreno, 1997).

2.4.2. Propagación:

La siembra puede realizarse en almácigos en chorro seguido, en líneas separadas 10-15 cm, cubriéndolas con unos 2 cm de suelo o aserrín descompuesto, en un ambiente de media sombra. La germinación ocurre en 30-90 días. Cuando las plantas alcanzan 15-20 cm de altura se trasplantan a bolsas. Alternativamente, se puede colocar las semillas dentro de bolsas plásticas con poca humedad, o bolsas que contienen musgo o aserrín descompuesto humedecido. Periódicamente, 2-3 veces por semana, se inspeccionan las semillas y se van extrayendo las que emitan radícula, las cuales se siembran directamente en las bolsas, bajo sombra. Durante la germinación, las semillas no deben ser expuestas a la luz directa del sol. Las plantas en bolsa requieren 6-9 meses para alcanzar alturas adecuadas (50-60cm) para su traslado al campo. También se puede sembrar en eras a un espaciamiento de 20 x 20cm, para producción de plantas a raíz desnuda. Bajo cualquiera de estos sistemas, la fertilización con fósforo es fundamental, para mejorar el crecimiento de las plántulas y aumentar su resistencia a la antracnosis (Sánchez y Moreno, 1997).

La propagación también puede hacerse por hijuelos, como con el banano. Hay que procurar que estos salgan con buenas raíces, se podan un poco y se trasplantan a bolsas, bajo sombra, hasta que prendan. Aquí permanecen 2-7 meses hasta que alcanzan una altura de 50 a 60 cm. Este tipo de propagación requiere más estudio, ya que la sobrevivencia en el campo

generalmente ha sido baja. Además, la limitada producción de brotes por planta (1-4) no permite una rápida tasa de multiplicación (Sánchez y Moreno, 1997).

2.4.3. Preparación de semilleros

Según Trujillo (2000), los semilleros llamados también almácigos, son pequeñas parcelas de terreno, cajas de madera, macetas, etc. destinadas a la siembra y crecimiento inicial de las plántulas. Allí permanecen por el periodo de 3 a 4 meses dependiendo de la especie. Un semillero debe estar ubicado bajo sombra, debe ser construido con cubierta cuyo material sea fácil de conseguir de acuerdo al lugar ya sea carrizo, ramas secas, costales, etc.

En el caso de las platabandas deben tener de 1 a 1.5 m de ancho por 6 a 8 m de largo, la superficie debe ser ligeramente elevada con relación al sendero, en suelos demasiado secos es lo contrario el germinador debe estar abajo del camino. La tierra debe tener una profundidad de 30 cm por lo menos.

En el caso de las cajas de madera, éstas deben ser de más o menos 30 x 40 cm, con una profundidad de 20 cm, deben tener hoyos y rendijas para el drenaje del agua (Trujillo 2000).

2.4.4. Siembra de semillas en semilleros

CONIF (2004), afirma que antes de sembrar se debe desinfectar las semillas para evitar el ataque de hongos en las plantas. La siembra de las semillas en el semillero va a depender según su tamaño, debido a que existen semillas grandes, medianas y pequeñas e inclusive diminutas. En el caso de semillas demasiado pequeñas la siembra en los semilleros se la hace al boleó.

Cuando se trata de semillas grandes, medianas o de fácil manipulación, esta siembra se la hace en hileras a chorro continuo con un pequeño distanciamiento entre semillas y entre hileras. Luego tapamos con una capa muy delgada de tierra, regamos con regadera de mano y cubrimos con paja o con hojas para mantener la humedad y evitar el ataque de pájaros.

El riego se lo realiza en forma continua para que el suelo se mantenga húmedo, teniendo cuidado de no encharcarlo ya que se puede podrir la semilla. La cubierta de paja u hojas debemos retirar cuando empiezan a nacer las plántulas, para evitar que las plantas formen tallo largos y deformes (CONIF 2004).

2.4.5. Relleno de macetas

Estudios realizados por Davelouis (1993), afirman que esta actividad consiste en llenar de tierra (sustrato) las fundas plásticas en las que vamos a trasplantar o repicar las plantitas que sacamos del semillero. Las fundas deben estar perforadas para permitir que el agua drene por los orificios. Así mismo el tamaño de las fundas va a depender de la especie a trasplantarse, si son especies cuya raíz es muy ramificada y de crecimiento rápido va a requerir de una funda grande y especies cuya raíz no es tan frondosa y de crecimiento lento va a requerir de funda pequeña. Todo esto es importante para evitar mal formaciones como raíces enrolladas, formación de nudos en las raíces o que éstas se salga de la funda.

2.4.6. Repique de plántulas

De acuerdo a Trujillo (2000), el repique consiste en sacar las pequeñas plantitas del semillero y trasplantarlas a las bolsas preparadas con anticipación. Se recomienda hacer el trasplante cuando las plantitas tienen de 4 a 6 cm, o cuando tengan 5 hojitas verdaderas. Para sacar las plantitas del semillero es necesario humedecer el suelo y con la ayuda de un cultivador o un palito fino, retiramos las plántulas cuidando de no romper las

raíces, luego las colocamos en un recipiente con agua o lodo para evitar que se sequen mientras hacemos el repique.

Seguidamente mojamos las fundas que contienen el sustrato y con la ayuda de un palo hacemos un hoyo no tan profundo de manera que la raíz quepa en el hoyo. Luego tomamos la plantita por las hojas, no del cuello, y la colocamos con la raíz recta, enterrándola con un poquito de tierra hasta el cuello (el cuello de la planta se encuentra en donde termina la raíz y comienza el tallo), luego con los dedos presionamos levemente de manera que no queden espacios de aire dentro de la funda. Al inicio regamos cada día y luego según la necesidad de la planta, pero la funda debe estar siempre húmeda.

Las bolsas se organizan en camas de 1 m de largo por 1.5 m de ancho, sobre un suelo bien plano y drenado; se colocan en forma vertical y bien apretadas para evitar caídas y espacios vacíos donde pueden crecer malezas. Algo recomendable es colocar en la superficie antes de colocar las bolsas una lámina de plástico esto con la finalidad de que las plántulas no se enraícen en el suelo y no se estropeen al momento de levantarlas para el trasplante al lugar definitivo (Trujillo 2000).

2.4.7. Mantenimiento en vivero

CONIF (2004) señala que la palmera, como cualquier otra planta, tiene una serie de necesidades básicas que debe cubrir, (luz, agua, nutrición, etc.), para poder vivir y reproducirse. En el medio natural estos recursos están determinados por el medio físico, biológico y ambiental, en función de la exposición, el tipo de suelo, las precipitaciones, el nivel freático, la humedad ambiental, las temperaturas, el viento, la presencia de vegetación o de determinados insectos o bacterias, etc. Así, una palmera podrá vivir en un determinado lugar, en función de su capacidad para poder aprovechar los recursos y las condiciones que allí se den.

Cuando llevamos a cabo una plantación de palmeras, es muy importante conocer las necesidades de la especie y las características del lugar donde van a crecer. Estas últimas deberán obtenerse a partir de estudiar y analizar las características específicas del lugar, mediante el estudio del suelo, las condiciones climáticas, la vegetación, disponibilidad y calidad del agua, etc. Es muy importante elegir la especie de palmera más adecuada, para el lugar de destino, sin olvidar la función del espacio. Si esto se realiza correctamente, la palmera crecerá sana, vigorosa y llena de esplendor durante muchos años, de otra forma tendremos que encargarnos de suministrarle los recursos y condiciones para que sobreviva. Esto último no es nada fácil, pues en el momento que se produzca una carencia o exceso de un determinado recurso o necesidad, la palmera se debilitará, enfermará y su esperanza vida quedará muy recortada y limitada,

El mantenimiento de las palmeras dependerá de si estos primeros pasos iniciales y previos a la plantación, se han llevado a cabo correctamente. Por lo tanto, son de vital importancia para el coste de su futuro mantenimiento. En general, la mayoría de las palmeras que pueden crecer al exterior en los climas templados, suelen ser especies rústicas, con unas exigencias hídricas y nutricionales y estas, normalmente, suelen estar cubiertas de forma natural por el medio en donde viven. Claro, si se facilitan algunos cuidados, como el riego y la nutrición, las palmeras crecerán más sanas y vigorosas. A parte de la poda, las tareas básicas que debemos llevar a cabo en el mantenimiento de las palmeras ornamentales son dos: el riego y la nutrición (CONIF 2004).

2.4.8. El riego

Davelouis (1993), afirma que es importante que desterremos el concepto generalizado, de que las palmeras tienen pocas necesidades hídricas o lo que es lo mismo, que soportan la sequía. Esto es únicamente cierto para unas pocas especies de palmeras, pero aún en estos casos viven en

lugares donde el nivel freático está cerca de la superficie o hay una elevada humedad ambiental. En general, las palmeras crecen mejor en aquellos lugares en los que la presencia de agua está garantizada.

Puede ser necesario, llevar a cabo aportes regulares de agua, sobre todo en los meses de mayor crecimiento (primavera y verano), o en períodos de sequía. La cantidad y regularidad del aporte de agua, dependerá de la especie elegida, el tamaño, exposición, precipitaciones, nivel freático, tipo de suelo y sistema de riego. Como norma general, hay que evitar que el suelo se seque excesivamente, y lo que es incluso peor, que permanezca encharcado o excesivamente húmedo. Recordemos que las palmeras necesitan, prioritariamente, que el suelo esté bien drenado. Así, en aquellos suelos en los que el agua quede retenida y no drene, esto será el primero de los aspectos a corregir.

Al atardecer y en la noche, como los mejores momentos para llevar a cabo el riego, al haber una menor evaporación. En estas horas habrá pues más tiempo para que el agua tenga una mejor distribución en el suelo y el aprovechamiento de esta sea más eficaz. Atendiendo a las características y disposición del sistema radicular, de las palmeras de gran porte emplazadas al exterior, únicamente se podrá considerar que se ha llevado a cabo un riego adecuado y en profundidad, cuando ha quedado humedecido más de 1 metro de suelo y en todo el radio en el que crecen las raíces de la palmera, siendo más beneficiosos los riegos profundos y espaciados que los superficiales y frecuentes (Davelouis 1993).

Trujillo (2000), afirma que actualmente está muy extendido el uso de riego por aspersión, ya que es la forma de riego utilizado para el césped. Cuando este sistema se instala, hay que tener la precaución de sectorizar y dirigir los aspersores, evitando que los troncos de las palmeras sean alcanzados por los chorros, pues el golpeteo periódico del agua a presión en los troncos, causa daños y puede terminar rompiendo la corteza del estipe y

alcanzar la médula. También aumenta la humedad en la parte basal del tronco, e incrementa el riesgo de ataque y penetración de hongos y otros patógenos.

Hay que tener especial atención y cuidado cuando se instala este tipo de riego en un jardín ya establecido, pues las obras de instalación suelen requerir que la manguera esté enterrada a una profundidad de entre 20 y 50 cm. Esto es suficiente para destruir una gran parte del sistema radicular, pues recordemos que a esta profundidad es donde se encuentra la mayor parte de las raíces.

El riego por goteo está basado en tratar de mantener, lo más uniformemente posible, la humedad en el suelo. Puede ser útil, pero hay que tener en cuenta que debe cubrir la totalidad del sistema radicular y no solo los dos primeros metros de radio alrededor del tronco. El riego con manguera es adecuado siempre que se eviten los encharcamientos, se distribuya homogéneamente en superficie y no se dirija el chorro contra el tronco.

El riego a manta puede ser considerado como el más “natural” pero es el que más agua consume. Aunque también es el más eficaz para toda la biología del suelo, es el que menos se adapta a los jardines actuales. De dos a tres riegos a manta, en el periodo estival, suelen ser suficientes para mejorar las necesidades hídricas de las palmeras (Davelouis 1993).

2.5. LA NUTRICIÓN

Navarro-Pedreño et al. (1995), sostienen que la nutrición de las plantas ornamentales, es a veces, una de las labores de mantenimiento a las que menos atención se le presta. Por ello, es frecuente ver palmeras con escaso vigor, de hojas amarillentas o tamaño reducido. Recordemos que estos signos suelen coincidir con una actuación poco acertada en la selección de las especies y en la plantación: suelos poco profundos, con

baja proporción de materia orgánica o alcorques de un metro de ancho, suelos mal drenados o el sustrato de plantación proviene de residuos de la construcción, entre otros.

En estas condiciones difícilmente podrá vegetar con salud una palmera y lo que es peor, es casi imposible corregir adecuadamente esta situación, que sin embargo, previamente podría haberse resuelto con facilidad. Por ello hay que tratar siempre de poner a disposición del sistema radicular de la palmera, la mayor cantidad y calidad de suelo. Para ello habría que comenzar asegurando, no menos de 1,5 metros de profundidad de suelo y facilitando la mayor superficie de terreno para explorar. Los alcorques de 1 metro de ancho son totalmente insuficientes.

Por otra parte, sería deseable un análisis previo de suelo, de tipo físico-químico y biológico. Este análisis, también hay que exigirlo del sustrato con el que se rellenará el hoyo de plantación. Como dato a retener, hay que tener en cuenta que un contenido en materia orgánica por debajo del 2 %, en un suelo, se considera medio / bajo y claro, cuando hablamos de una nueva plantación deberíamos al menos optar a un nivel alto o como mínimo medio/alto.

El análisis previo del terreno nos indicará las características y mejoras que debemos llevar a cabo en el suelo, como aporte de arena, materia orgánica, etc. La forma más natural de nutrir una planta, es la de aportar materia orgánica en toda la superficie del terreno ocupado, por el sistema radicular, la cual deberá estar bien compostada. Hay que mantener una capa de entre 5 y 10 cm., mediante aportaciones periódicas y superficiales, para que las palmeras no sufran de desnutrición. Si esto se lleva a cabo correctamente, suele ser innecesario el aporte de abonado químico.

El aporte de una capa de restos vegetales de calibre grueso, como hojas, acículas, paja o corteza de árboles, conocido como acolchado o (mulching), es muy útil y beneficioso para las palmeras, pues aumenta la eficacia del

riego, protege las raíces del frío, disminuye la aparición de hierbas no deseadas, mejora con el tiempo la fertilidad de suelo y, realizado correctamente, puede suponer una sustancial mejora paisajística. Suele aportarse en forma de una capa superficial de entre 5 y 10 cm. de espesor.

El abonado químico puede ser útil cuando se detectan carencias o deficiencias, mediante análisis de suelo y hojas, los cuales, nos indicarán las características y proporciones a utilizar. La eficacia de un abono químico, está siempre ligada a la naturaleza del suelo y de su fertilidad. Tratar de mantener la fertilidad de un suelo, casi inerte, mediante abonado químico, aunque es posible, no es fácil, ni suele ser duradero, pues, generalmente las plantas vegetan con dificultad y muchas suelen ser objeto de debilidades, plagas y enfermedades, quedando la esperanza de vida de las plantas muy reducida, y llevando todo ello a que el mantenimiento sea muy costoso. Las fórmulas más utilizadas, para abastecer la necesidades de las palmeras, suelen ser: 3 – 1 – 2, más micro-elementos.

Hay que tener en cuenta que en los suelos de pH básico, suelen presentarse deficiencias de hierro (Fe), que deben corregirse mediante abonado orgánico. También es posible conseguir una rápida y sustancial mejoría, mediante el uso de abonado químico con sulfato de hierro. La utilización de quelatos de hierro es una solución de choque, más costosa y de acción menos duradera. El periodo de abonado químico debe coincidir con el periodo más activo de la vegetación de las palmeras; es decir, en el periodo de primavera y principios de verano (cuando mayor es la necesidad y la actividad). Suele ser recomendable llevarlo a cabo en varias aplicaciones, con un periodo de intervalo trimestral.

Los abonos de liberación lenta suelen ser más aconsejables, puesto que permiten a la planta el poder aprovechar mejor el abono y reducir las pérdidas por lavado. El abonado químico es más eficaz si se administra con suelo húmedo, si no es así, será necesario regar después de su aplicación.

Los abonados foliares, pueden ser útiles en algunas circunstancias muy concretas y puntuales, pero deben descartarse como forma habitual de nutrición (Navarro-Pedreño 1995).

2.6. SUBSTRATOS PARA EL CRECIMIENTO

En un estudio titulado “Crecimiento de palmas ornamentales en almácigos con substratos orgánicos de la selva peruana”. Se estudiaron 21 tratamientos, mezclando cantidades diferentes de gallinaza, pulpa de café, roca fosfórica y tierra de bosque secundario (Julca *et al.* 2001).

La mayor supervivencia de plantas con el (10% de roca fosfatada + 90% tierra de bosque) probablemente se debe a que un substrato con un mayor contenido de tierra permite un mayor y mejor anclaje de la planta, lo que favorece su establecimiento inicial. Lo contrario ocurriría con un substrato como el (60% gallinaza + 40% tierra de bosque), donde más de la mitad era materia orgánica que, por su característica esponjosa, no ayuda al establecimiento físico inicial de la planta. Además, cuando se aplican estiércoles al suelo, es probable que también se adicione una gran cantidad de microorganismos, unos benéficos y otros fitopatógenos; estos últimos tendrían un efecto negativo sobre las plántulas, al causar ataques a nivel radicular, tal como se ha observado en este ensayo, y de los que se aisló *Fusarium spp.* A estos factores se pueden adicionar las pérdidas causadas por el estrés que sufre la planta durante el trasplante que, si bien afecta a todos los tratamientos por igual, algunos de estos permiten a posteriori una mejor y más rápida recuperación de las plantas (Yagodin, 1986).

Efectos favorables sobre el crecimiento vegetal, cuando se usan productos orgánicos, han sido señalados en diversos cultivos como cebada (Hernandez, 1996) y vid (Pinamonti, 1998). También se han encontrado incrementos en el diámetro de plantas jóvenes de vid, en el peso fresco de *Lolium perenne* y en el peso seco de lechuga, guisante y maíz. Todo esto es probablemente debido a que en los productos orgánicos (aparte de los

compuestos nitrogenados), es posible encontrar poliaminas y etileno, que actúan como reguladores del crecimiento (Tang, 1993).

La mejor respuesta de la mayoría de los parámetros evaluados se consiguió con el tratamiento (40% + 60% tierra de bosque), lo que indica que la proporción 2:3, entre este tipo de materia orgánica y tierra de bosque secundario permite obtener un sustrato con buenas características físico-químicas para el crecimiento inicial de palmeras. Esta proporción es diferente a la sugerida para esta especie por otros autores; por ejemplo, recomendó un sustrato compuesto por 2 partes de suelo franco con alto contenido de materia orgánica, 2 de arena y 2 de estiércol de gallina o «mantillo» de bosque para incluir micorrizas (Villachica 1996).

En cambio, Sánchez y Moreno (1997) recomendaron usar suelos franco-arenosos o arena franca junto con compost, gallinaza u otro material orgánico, que mejoraran las propiedades físicas de la mezcla. Los malos resultados obtenidos con el sustrato de tierra son contrarios a las recomendaciones de Rivera y Mandujano (1995), quienes sugirieron usar solamente la tierra fértil que se encuentran en “purmas” antiguas con alto contenido de materia orgánica y humus. Pero esto es muy relativo, porque las características de un suelo proveniente de una “purma” o bosque secundario son muy variables y en algunos casos pueden tener una baja fertilidad.

En casi todos los parámetros evaluados, los mejores resultados se obtuvieron con los tratamientos donde se usó gallinaza como materia orgánica. Esto se explica por la mayor riqueza nutricional de la gallinaza en comparación con la pulpa de café ya citada anteriormente por otros investigadores (Navarro-Pedreño *et al*, 1995). Además, en ella el nitrógeno se encuentra en una forma más asimilable para las plantas y es este elemento el que más favorece el crecimiento de las plantas jóvenes. La gallinaza no es solamente una fuente rica en minerales y proteínas que

liberan nutrientes fácilmente asimilables para la planta, sino que también promueve la mineralización de otras fuentes orgánicas por estimulación de la actividad microbiana en el suelo (Kihel, 1985).

En el México, Oré (1995) encontró que la gallinaza, al compararla con otros tipos de estiércol, fue la fuente que más incrementó el nitrógeno nítrico en el suelo debido a que esta fuente produjo más amonio, favoreciendo de esta manera a los organismos nitrificadores. Además, mejora las propiedades físicas del suelo y la capacidad de intercambio catiónico (Chuquiruna, 1989).

La importancia del cultivo de café en el Perú, donde hay 200.000 ha sembradas junto con las referencias bibliográficas favorables al uso de la pulpa de café en substratos para almácigos de especies tropicales, sugieren la necesidad de continuar investigando el uso de este residuo de cosecha como fuente de materia orgánica. En este estudio, los resultados no fueron los mejores, quizá por el poco tiempo de descomposición (un mes), aunque el proceso probablemente continuó dentro del substrato, causando un efecto depresivo. Yagodin (1986) señaló que las menores respuestas al uso de materia orgánica en el suelo ocurren cuando se la aplica en proceso de descomposición; esto hace que gran parte del nitrógeno mineralizado sea usado por los microorganismos, situación que se hace evidente durante el período vegetativo del cultivo. A este fenómeno, descrito por Gros y Domínguez (1992), se le conoce como «inmovilización del nitrógeno» y ha sido también observado por otros investigadores (Zeng *et al*, 1993).

Además, cuando la pulpa de café no está debidamente descompuesta, la concentración de ligninas, celulosas y hemicelulosas son mayores, y la mayor relación (lignina + polifenoles)/nitrógeno determina la simplicidad o complejidad estructural de los componentes de la materia orgánica y

consecuentemente su tasa de degradación por la actividad microbiana (Davelouis, 1993).

Los resultados también mostraron que un 60% de materia orgánica en los substratos no mejoró la calidad de estos, indicando que cantidades excesivas de materia orgánica podrían tener efectos negativos sobre el crecimiento de la planta, quizá debido a su alto contenido de sales como en el caso de la gallinaza. Es decir, que no se obtiene un substrato con las características químicas y físicas más adecuadas para el desarrollo de las plantas de pijuayo, además de generar una mayor concentración de sustancias húmicas durante la descomposición.

Según Kononova (1982), las sustancias húmicas procedentes de la materia orgánica, cuando se encuentran en pequeñas dosis, ejercen una influencia positiva sobre las plantas; pero su efecto es contrario cuando las dosis son muy altas. Hernandez (1996), trabajando con diversas sustancias húmicas, encontró que una concentración de 10 mg de carbono/L, favorecía el crecimiento de la planta de cebada; pero cantidades mayores lo inhibían.

La falta de respuesta a la aplicación de roca fosfórica al substrato probablemente es debida a las características del suelo empleado en este experimento. Un pH de 6,20 no es el más recomendable cuando se trabaja con roca fosfórica, porque el fósforo y demás componentes de la roca fosfórica se solubilizan y se encuentran disponibles para las plantas cuando el pH del suelo es menor de 5,50 (Fassbender, 1986). Por otro lado, la materia orgánica eleva la accesibilidad a las plantas, no sólo del fósforo de la materia orgánica, sino también del fósforo que se encuentra en el suelo, de tal forma que la cantidad disponible de este elemento llegaría a ser suficiente para el crecimiento del pijuayo a nivel de almácigo. Esto minimizaría aún más la respuesta a la aplicación de la roca fosfórica.

El efecto negativo de la roca fosfórica, al ser adicionada en los substratos con gallinaza podría ser explicado con el trabajo de Oré (1997). Ella

comparó el efecto de la gallinaza sola y mezclada con fosfatos y encontró una mayor producción de patata en substratos de gallinaza sola, debido a su rápida descomposición que favorece la liberación (en altas cantidades) de elementos mayores y menores, necesarios para el cultivo. En cambio, cuando se adicionan fosfatos, ocurre un efecto antagónico entre el fósforo y los elementos menores (Fe, Cu y Zn) que disminuye la absorción de dichos elementos y produce un efecto negativo en la producción.

Finalmente, es necesario mencionar que el uso de substratos tipo (40% gallinaza + 60 tierra de bosque), no sólo permitiría usar residuos que podrían contaminar el medio ambiente (Navarro-Pedreño et al., 1995), sino que también disminuye la cantidad de tierra colectada del bosque secundario para la preparación de substratos de almácigos. Esto contribuiría a evitar la remoción del bosque tropical y por lo tanto ayudaría a su sostenibilidad.

Carencias minerales en palmeras.

Según Broschat y Donselman (1987), todas las palmeras necesitan trece elementos químicos esenciales que toman del substrato o de la tierra. Si falta alguno de ellos, mostrará algunos de los siguientes signos carenciales:

- Nitrógeno: Poco crecimiento y las hojas más viejas palidecen.
- Fósforo: Similares síntomas que la carencia de Nitrógeno.
- Potasio: Aparición de manchas necróticas en las hojas inferiores (las más viejas).
- Calcio: Da lugar a una planta achaparrada con las hojas nuevas deformadas y los folíolos necróticos.
- Magnesio: Únicamente permanecesn verdes el raquis y los nervios y al final toda la hoja se vuelve amarilla. En hojas viejas.

- Azufre: Se manifiesta por la palidez total de las hojas nuevas y necrosis de los ápices. Ejemplos: Chamaedorea, Kentia.
- Micronutrientes: Las deficiencias de Hierro, Manganeso, Boro, Zinc, Cobre no ofrece síntomas claros, precisa un análisis de laboratorio.

2.7. PLAGAS Y ENFERMEDADES

Ballester-Olmos y Anguís (1996), sostienen que las plagas más frecuentes en los viveros son los siguientes:

- a) Cochinillas. Aparecen manchas amarillas ocasionadas por estos insectos al succionar la savia, además segregan un líquido azucarado y sobre él se asienta el hongo negrilla; para el control se recomienda podar las partes muy atacadas y pulverizar con insecticida cada 15 días.
- b) Araña roja *Tetranychus urticae*: Es un ácaro que se puede ver con lupa o mirando muy cerca con buena vista. Se desarrolla en el envés de las hojas causando decoloraciones, punteaduras o manchas amarillentas; el calor y la sequedad del aire favorecen esta plaga; control: con acaricidas y subir la humedad ambiental.
- c) Araña blanca. *Polyphagotarsonemus latus*: Ácaro que produce daños similares a los de la Araña roja. Se combate con acaricidas.
- d) Trips: Son unos pequeños insectos que se suelen encontrar en las axilas y en el envés de las hojas, yemas, pétalos, etc. Los trips producen lesiones de aspecto plateado. Con las pulverizaciones al follaje procurar que se el envés de las hojas (la cara de atrás), muy típicas, moje también
- e) Taladro *Opogona sacchari*: Larva de mariposa de entre 1,5 y 3 cm. de longitud que excavan túneles en los tallos de palmeras. Se utilizan

insecticidas sistémicos vía foliar o radicular con intervalo entre 7 y 10 días en el comienzo de la primavera y el otoño.

- f) Moteado de las hojas *Cylindrocladium macrosporum*: Son pequeñas manchitas de color marrón oscuro con el borde más claro. Control: fungicida de cobre.

- g) Antracnosis. *Gloeosporium* spp., *Colletotrichum* spp.: Son manchas alargadas de color gris-ceniza con el borde pardo y diminutos puntos negros. Cortar y quemar las hojas enfermas. Evitar mojar las hojas. Fungicida.

- h) *Helminthosporium* spp. Manchas ovales irregulares con un margen verde pálido o amarillo. Estas manchas pueden unirse. Los tratamientos deben efectuarse con intervalos de 7-10 días hasta que las hojas nuevas salgan y no tengan manchas.

- i) Pudrición de las raíces. Es a consecuencia de la excesiva humedad del terreno. El amarilleo suele comenzar por las hojas más viejas.

3. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. UBICACIÓN

La presente investigación se realizó en la propiedad privada del tesista, ubicada en el barrio Perla del Acre de la ciudad de Cobija, cuya jurisdicción es la siguiente,

Municipio : Cobija
Provincia : Nicolás Suárez
Departamento : Pando

Las coordenadas geográficas son:

Latitud sur : 11°01'50"
Longitud oeste : 68°44'05"

3.2. MATERIALES EMPLEADOS

Los equipos y materiales utilizados son los siguientes:

3.2.1. Equipos y herramientas

- Mochila aspersora manual
- Calibrador
- Pala
- Azadón
- Estacas de 4 x 4 cm.
- Regadera
- Machete.
- Carretilla
- Cinta métrica
- Lampa
- Martillo
- Clavos
- Rastrillo

3.2.2. Material para sustratos

Estiércol bovino en descomposición

Aserrín en descomposición

Macetas o bolsas negras de polietileno de 40 cm de diámetro por 40 cm de alto.

3.2.3. Material de gabinete.

Cámara fotográfica digital

Material de escritorio

Computadora

Tinta de impresora

Memoria extraíble

3.2.4. Material vegetal

El material vegetal que utilizado son plántulas de Palma areca (*Dypsis lutescens*), adquiridas de un vivero particular de la ciudad de Cobija.



Foto 1. Material vegetal

3.3. DETALLE DEL TRABAJO REALIZADO

3.3.1. Construcción del cerco perimetral

Para evitar el daño por animales domésticos, se construyó un cerco perimetral colocando estacas de 2 x 2 pulgadas x 2.5 m de altura, a cada 3 metros de distancia una de la otra, abarcando un área total de m², ósea un área de 3,1 metros de largo por 3,1 metros de ancho. Para el cerco perimetral se utilizó malla de alambre.



Foto 2. Construcción del cerco perimetral

3.3.2. Preparación de los sustratos orgánicos

La tierra superficial empleada en la preparación de sustratos se obtendrá del bosque circundante, para la preparación de las mezclas se limpió un área de 4x4 metros de superficie aproximadamente. Una vez obtenida la tierra superficial se procederá al preparado de los sustratos con las diferentes proporciones materiales orgánicos de aserrín en descomposición.



Foto 3. Preparación de sustratos

La preparación de los cuatro tipos de sustrato se efectuó de la siguiente forma:

Testigo	100% aserrín.
Tratamiento A	40% de estiércol bovino + 60% aserrín
Tratamiento B	60% de estiércol bovino + 40% aserrín
Tratamiento C	80% de estiércol bovino + 20% aserrín

3.3.3. Llenado de envases

Para el llenado de los envases, primeramente se precedió al mezclado de la tierra con las proporciones de aserrín descrito en el párrafo anterior.



Foto 4. Llenado de macetas

3.3.6. Repique en macetas

Esta actividad se realizó manualmente, con la ayuda de una estaca se practicó un orificio en el cual se introdujo la parte radical de la plántula.



Foto 5. Repique de plántulas en macetas

3.3.7. Riego

Esta actividad se realizó manualmente con una regadera manual, utilizando el agua del tanque, la frecuencia del riego durante el periodo seco será de un riego por día, en los horarios de 7:30 a 8:30 a.m.

3.4. METODOS EMPLEADOS EN LA RECOLECCIÓN DE DATOS

3.4.1. Datos climáticos

Durante el periodo de investigación se registraron los datos diarios correspondientes a: temperatura y precipitación pluvial. Esta información fue obtenida de fuentes secundarias como es la página web oficial de Servicio Nacional de Meteorología e hidrología (SENAMHI). <http://www.senamhi.gob.bo/sismet/index.php>

3.4.2. Crecimiento en altura de la planta:

Se midió la altura desde el nivel del suelo hasta el ápice del talluelo, cada 15 días, hasta que alcancen una altura adecuada para ser trasladadas al lugar definitivo. Esta medición se efectuó en nueve plántulas de cada unidad experimental.

3.4.3. Crecimiento en Diámetro del tallo

Con la ayuda del calibrador se midió el diámetro del tallo conjuntamente con la medición de la altura de planta, esta medición también se realizó a 9 plántulas por unidad experimental.



Foto 6. Medición de las características morfológicas

3.4.4. Incidencia de plagas y enfermedades

Un día a la semana se efectuó la observación de insectos y enfermedades presentes y se registraron en las planillas de datos, indicando el grado de severidad.

3.4. DISEÑO EXPERIMENTAL

Para el análisis de los datos se utilizó el diseño experimental de “bloques al azar” con las siguientes características:

Tratamientos	4
Repeticiones	4
Nº unidades experimentales	16

m)	Tamaño de la unidad experimental	1,44 m ² (1,2 m x 1,2
	Nº de plantas por unidad experimental	9
	Nº de plantas a evaluar por unidad Exper.	9
	Número total de plantines	144
	Separación entre tratamientos	0,5 m
	Separación entre repeticiones	0,5 m
m)	Área total del experimento	53,29 m ² (7,3 m x 7,3
	Ver Anexo N° 1.	



Foto 7: Distribución de las unidades experimentales

3.5.1. Análisis Estadístico

Los datos de las diferentes variables serán sometidos al análisis de varianza (ANAVA) y comparación de promedios mediante la prueba de Duncan, considerando un 5% de significancia:

El modelo lineal adoptado es la siguiente: $Y = \mu + N_j + \xi$

Donde:

Y = Cualquier valor obtenido en una unidad experimental

μ = Promedio general

N_j = Efecto del j-ésimo tratamiento o tipo de sustrato

ξ = Error experimental

3.5.2. Análisis y procesamiento de datos

Los datos obtenidos fueron transcritos en una hoja electrónica EXCEL y posteriormente analizados mediante el paquete estadístico SPSS Versión 18 en español.

4. RESULTADOS

4.1. CONDICIONES CLIMÁTICAS

Los datos correspondientes a las temperaturas registradas durante el periodo de investigación, se detalla en el Cuadro N° 1, en el mismo se observa que la temperatura promedio fue de 26,8°C, la mínima media de 22,3°C y la máxima media de 31,4°C.

Cuadro N° 1
Registros de Temperatura y Precipitación Pluvial

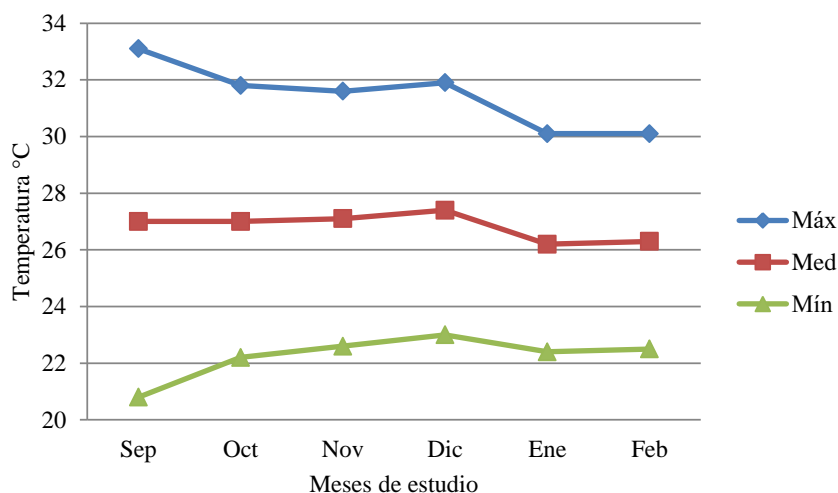
Meses	Temperaturas			Precipitación	
	Mínima	Promedio	Máxima	Mensual	Media/día
Septiembre	20,8	27,0	33,1	52,6	1,75
Octubre	22,2	27,0	31,8	139,8	4,51
Noviembre	22,6	27,1	31,6	162,1	5,40
Diciembre	23,0	27,4	31,9	99,1	3,20
Enero	22,4	26,2	30,1	344,5	11,11
Febrero	22,5	26,3	30,1	347,7	12,42
TOTAL				1145,8	
PROMEDIO	22,3	26,8	31,4		6,33

Fuente: SENHAMI 2014.

El Gráfico N° 1, permite observar que el mes de diciembre se registró la mayor temperatura, mientras que en el mes de enero se registró la temperatura más baja.

Gráfico N° 1

Promedios de Temperatura, durante el periodo de estudio



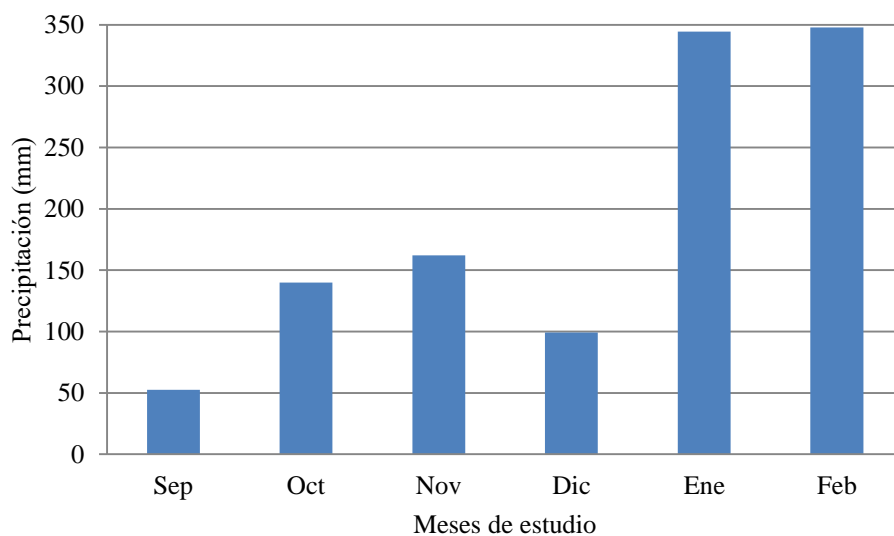
Los datos correspondientes a la precipitación pluvial que se detalla en el Cuadro N° 1 y Gráfico N° 2, indican que durante el periodo de estudio, se registró una precipitación total de 1154,8 mm, equivalente a 6,33 mm/día.

Sin embargo se observa que el mes de septiembre se registró la menor precipitación con 52,6 mm, luego fue incrementando hasta alcanzar el máximo en el mes de febrero con 347,7 mm.

Estas condiciones hicieron que fuera necesario agregar agua por riego, principalmente en los meses de menor precipitación pluvial, utilizando 60 litros de agua en todo el experimento equivalente a 0,417 litros por planta los días sin lluvia.

Gráfico N° 2

Precipitación pluvial, registrada durante el estudio



4.2. CARACTERÍSTICAS FÍSICO-QUÍMICAS DE LOS SUSTRATOS

Un resumen de los resultados de análisis laboratorial de los contenidos de macronutrientes presentes en los sustratos se muestra en el cuadro siguiente:

Cuadro N° 2

Resultados de análisis laboratorial de los sustratos

Elementos	100% As	40% Es + 60% As	60% Es + 40% As	80% Es + 20% As
pH	7,80	8,00	7,40	5,20
P (mg/kg)	65,00	85,00	96,00	10,00

K (cmol/kg)	0,36	8,28	6,08	0,46
N (%)	0,24	0,27	0,30	0,04
M.O. (%)	3,00	3,50	3,70	0,90

Fuente: Laboratorio de suelos CIAT Santa Cruz 2014.

Potencial de Hidrogeniones (pH). Los resultados indican que el tratamiento 80% Estiércol bovino + 20% Aserrín es moderadamente ácido y el tratamiento 40% Estiércol bovino + 60% Aserrín es levemente alcalino, mientras que los dos tratamientos restantes tienen un pH neutro.

Contenido en fósforo (P). El tratamiento 80% Estiércol bovino + 20% Aserrín presenta un bajo contenido de fósforo, mientras que los demás tratamientos presentan un contenido moderadamente alto de este elemento.

Contenido de Potasio (K). Los tratamientos 100% de aserrín y 80% Estiércol bovino + 20% Aserrín presentan bajos contenidos de fósforo, mientras que los demás tratamientos presentan un contenido alto de este macro-elemento.

Nitrógeno Total (N) y Materia Orgánica (M.O.). A excepción del tratamiento 80% Estiércol bovino + 20% Aserrín que presenta contenido bajo de nitrógeno y materia orgánica, los demás tratamientos tienen contenidos moderados de estos macro-elementos.

Los efectos de los contenidos en el crecimiento en altura y diámetro se analizan en el capítulo correspondiente a las Discusiones.

Cuadro N° 3

Resultados de análisis de la textura de los sustratos

Componentes	100% As	40% Es + 60% As	60% Es + 40% As	80% Es + 20% As
Arena	47	47	58	1
Limo	46	46	35	84

Arcilla	7	7	7	15
Interpretación	F	F	FA	FL

Fuente: Laboratorio de suelos CIAT Santa Cruz 2014.

Los resultados indican que los sustratos: 100% de aserrín y 40% Estiércol Bovino + 60% Aserrín presentan una textura fraca, el sustrato 60% Estiércol bovino + 40% Aserrín presenta una textura franco arenoso y el sustrato 80% Estiércol bovino + 20% Aserrín es de textura franco limoso.

4.3. CRECIMIENTO EN ALTURA

4.3.1. Altura de planta inicial

La altura inicial de planta promedio fue de 25,3 cm y varió desde 23,6 cm hasta 27,4 cm.

Cuadro N° 4

Altura de planta inicial (cm)

Tratamientos	Repeticiones				Promedio
	I	II	III	IV	
100% As	26,1	26,3	26,1	25,8	26,1
40% Es + 60% As	24,6	25,3	24,6	27,4	25,5
60% Es + 40% As	26,2	24,9	23,6	25,2	25,0
80% Es + 20% As	25,2	26,7	22,3	24,4	24,7
Promedio	25,5	25,8	24,2	25,7	25,3

Fuente: elaboración propia.

Considerando que uno de los objetivos es evaluar el crecimiento de las plantas, los datos de la altura inicial fueron sometidos al análisis de varianza, los resultados al 5% de probabilidad de error indican diferencia estadística no significativa entre repeticiones ni entre tratamientos, lo que representa una homogeneidad de las plantas en altura al inicio del experimento.

Cuadro N° 5

Análisis de varianza para altura de planta inicial

Fuentes de varianza	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Cuadrados medios	Fc	Ft
Repetición	7,1859	3	2,3953	1,88	3,86
Tratamiento	4,7465	3	1,5822	1,24	3,86
Error	11,4446	9	1,2716		
Total	23,3769	15			

Fuente: Elaboración propia.

4.3.2. Crecimiento mensual en altura

Los promedios de altura de planta inicial y de los siguientes seis meses se presentan en el cuadro siguiente:

Cuadro N° 6

Promedio de altura de planta de las siete mediciones (en cm)

Meses de estudio	Dosis de Estiércol y Aserrín			
	100% As	40% Es + 60 As	60% Es + 40 As	80% Es + 20% As
Inicial	26,0	25,3	23,9	25,2
Septiembre	26,0	27,2	27,2	27,8
Octubre	28,4	31,1	32,0	32,2
Noviembre	30,6	34,3	37,6	37,1
Diciembre	34,5	38,8	42,4	40,7

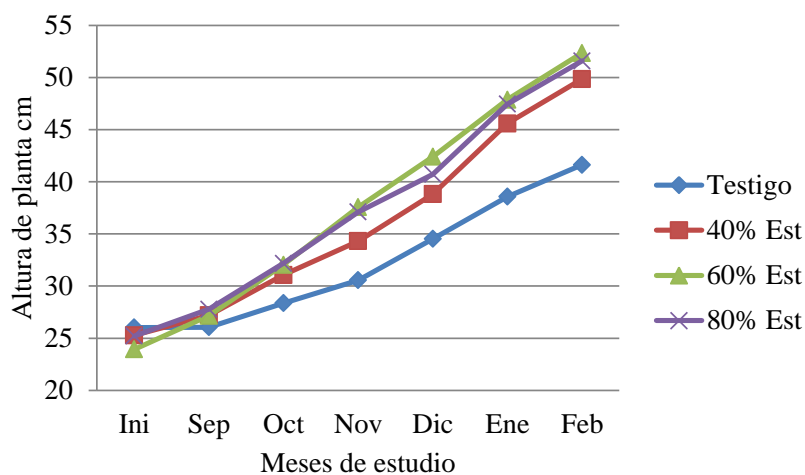
Enero	38,6	45,6	47,9	47,5
Febrero	41,6	49,9	52,4	51,6

Fuente: Elaboración propia

En el cuadro anterior y gráfico N° 3 se observa que el testigo paso de 26,0 cm a 41,6 cm con un crecimiento absoluto de 15,6 cm en los seis meses; mientras que el mayor crecimiento se observó en el tratamiento 60% Estiércol bovino + 40 Aserrín que pasó de 23,9 cm a 52,4 cm, con incremento absoluto de 28,5 cm.

Gráfico N° 3

Promedios de altura de planta mensual



4.3.3. Altura de planta a los 180 días

El promedio de altura de planta a los 180 días fue de 48,9 cm y varió desde 37,9 cm hasta 57,9 cm.

Cuadro N° 7

Promedios de altura de planta (cm) a los 180 días.

Tratamientos	Repeticiones				Promedio
	I	II	III	IV	

100% As	41,4	42,5	44,8	37,9	41,6
40% Es + 60% As	51,6	51,2	48,3	48,3	49,9
60% Es + 40% As	57,3	48,4	47,9	55,9	52,4
80% Es + 20% As	53,2	48,1	51,3	53,7	51,6
Promedio	50,9	47,5	48,1	49,0	48,9

Fuente: elaboración propia

Los resultados del análisis de varianza indican que existe diferencia estadística significativa entre tratamientos y no significativa entre repeticiones, al 5% de probabilidad de error.

Cuadro N° 8

Análisis de varianza para la altura de planta a los 180 días

Fuentes de varianza	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Cuadrados medios	Fc	Ft
Repeticiones	25,978	3	8,659	0,78	3,86
Tratamientos	291,222	3	97,074	8,72	3,86
Error	100,219	9	11,135		
Total	417,418	15			

Fuente: Elaboración propia.

Los promedios fueron sometidos a la prueba de Duncan, cuyos resultados indican que los sustratos resultantes de la combinación de estiércol bovino y aserrín son estadísticamente iguales entre si y diferentes al testigo o 100% de aserrín.

Cuadro N° 9

Resultados de la prueba de Duncan para Tratamientos

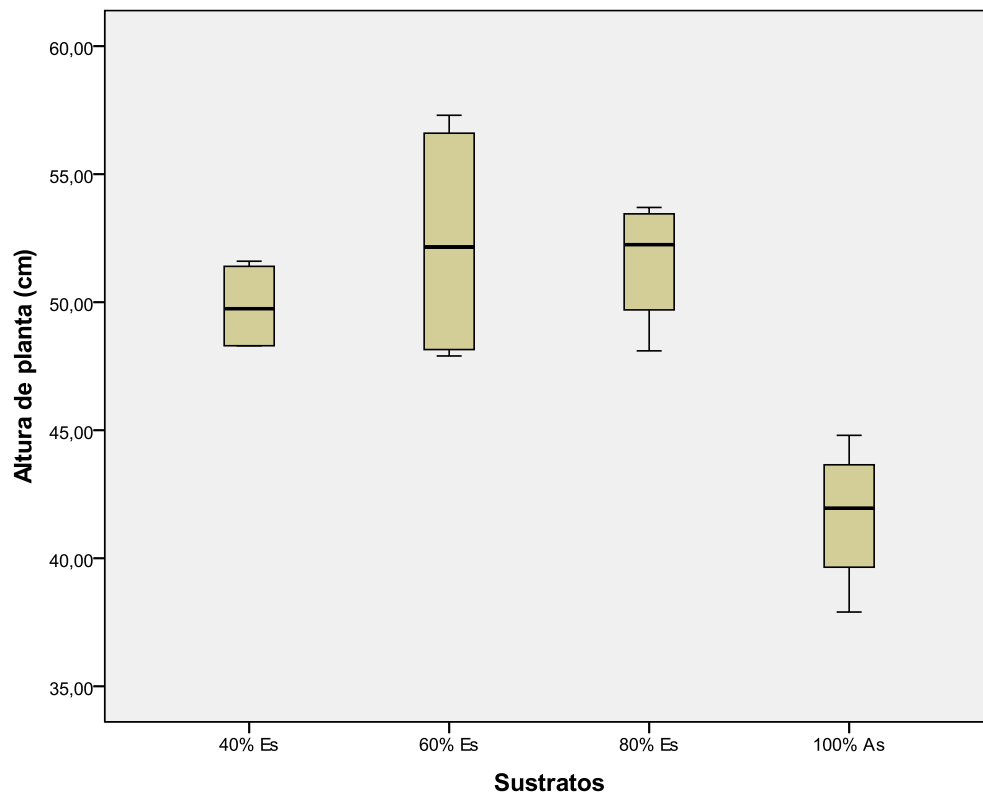
Tratamientos	Prom.	
60% Es + 40% As	52,4	a

80% Es + 20% As	51,6	a
40% Es + 60% As	49,9	a
100% As	41,6	b

Fuente: elaboración propia.

Gráfico N° 4

Altura de planta a los 180 días



4.4. CRECIMIENTO EN DIÁMETRO

4.4.1. Diámetro de tallo inicial

El diámetro de tallo inicial promedio fue de 4,31 mm y varió desde 3,44 mm hasta 4,67 mm.

Cuadro N° 10

Diámetro de Tallo Inicial (mm)

Tratamientos	Repeticiones				Promedio
	I	II	III	IV	
100% As	4,56	4,44	4,67	4,22	4,47
40% Es + 60% As	4,11	4,56	4,56	4,11	4,34
60% Es + 40% As	4,33	4,22	3,44	4,44	4,11
80% Es + 20% As	4,33	4,33	4,22	4,44	4,33
Promedio	4,33	4,39	4,22	4,30	4.31

Fuente: Elaboración propia.

Considerando que uno de los objetivos es evaluar el crecimiento en diámetro de tallo, los datos del diámetro inicial fueron sometidos al análisis de varianza, los resultados al 5% de probabilidad de error indican que no existe diferencia estadística significativa entre repeticiones ni entre tratamientos, lo que representa una homogeneidad de las plantas en diámetro al inicio del experimento.

Cuadro N° 11

Análisis de varianza para diámetro de tallo inicial

Fuentes de varianza	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Cuadrados medios	Fc	Ft
Repetición	0,0569	3	0,0190	0,19	3,86
Tratamiento	0,2737	3	0,0912	0,91	3,86
Error	0,8996	9	0,1000		
Total	1,2302	15			

Fuente: Elaboración propia.

4.4.2. Crecimiento mensual en diámetro

Los promedios de diámetro de tallo inicial y de los siguientes seis meses se presentan en el cuadro siguiente:

Cuadro N° 12

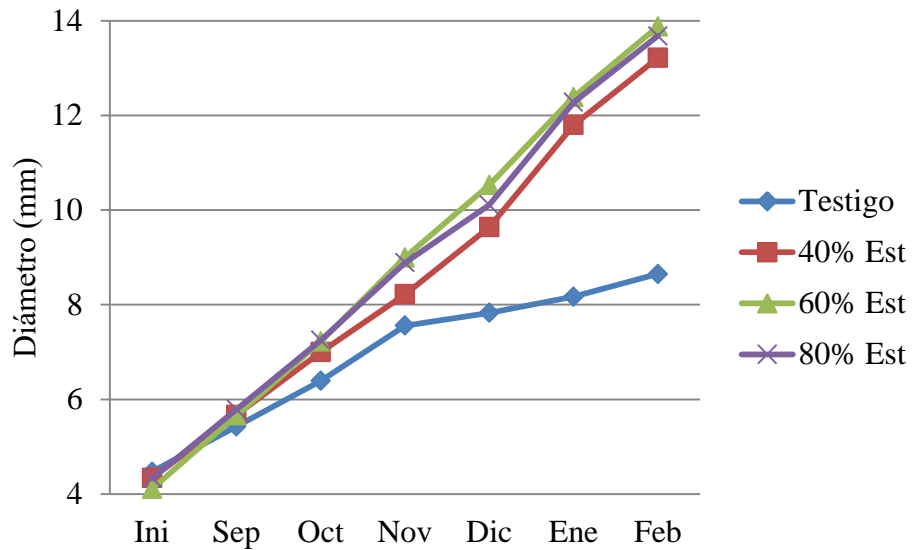
Promedio de diámetro de tallo de las siete mediciones (en mm)

Meses	Tratamientos			
	100% As	40% Es + 60 As	60% Es + 40 As	80% Es + 20% As
Inicial	4,47	4,34	4,11	4,33
Septiembre	5,43	5,67	5,66	5,79
Octubre	6,39	7,00	7,22	7,25
Noviembre	7,56	8,22	9,00	8,89
Diciembre	7,83	9,64	10,53	10,11
Enero	8,17	11,8	12,39	12,28
Febrero	8,65	13,22	13,88	13,68

Fuente: Elaboración propia

Gráfico N° 5

Promedios de diámetro de tallo mensual



En el cuadro y gráfico anterior se observa que el testigo paso de 4,47 mm a 8,65 mm con un crecimiento absoluto de 2,18 mm en los seis meses; mientras que el mayor crecimiento se observó en el tratamiento 60% estiércol bovino + 40 aserrín, que pasó de 4,11 mm a 13,88 mm, con incremento absoluto de 9,77 mm.

4.4.3. Diámetro de tallo a los 180 días

En el cuadro N° 13 se detallan los promedios de diámetro de tallo a los 180 días, en el mismo se observa que en promedio al cabo de los seis meses las plantas alcanzaron un promedio de 12,36 mm y varió desde 8,25 hasta 15,02 mm.

Cuadro N° 13

Diámetro de tallo a los 180 días (mm)

Tratamientos	Repeticiones				Promedio
	I	II	III	IV	

100% As	8,98	9,23	9,72	8,24	9,04
40% Es + 60% As	13,53	13,41	12,67	12,67	13,07
60% Es + 40% As	15,02	12,67	12,55	14,64	13,72
80% Es + 20% As	14,03	12,67	13,53	14,15	13,60
Promedio	12,89	12,00	12,12	12,43	12,36

Fuente: Elaboración propia.

Los resultados del análisis de varianza a los 180 días después del trasplante en las macetas indican que existe diferencia estadística significativa entre los tratamientos o sustratos y no existe diferencia estadística significativa entre repeticiones.

Cuadro N° 14

Análisis de varianza para diámetro de tallo a los 180 días

Fuentes de varianza	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Cuadrados medios	Fc	Ft
Repetición	1,908	3	0,636	0,92	3,86
Tratamiento	59,539	3	19,846	28,60	3,86
Error	6,246	9	0,694		
Total	67,693	15			

Fuente: Elaboración propia.

Los promedios de diámetro de tallo por tratamientos fueron sometidos a la prueba de Duncan cuyos resultados indican que los sustratos resultantes de la combinación entre estiércol bovino y aserrín fueron estadísticamente iguales entre si y diferente al sustrato compuesto por 100% de aserrín.

Cuadro N° 15

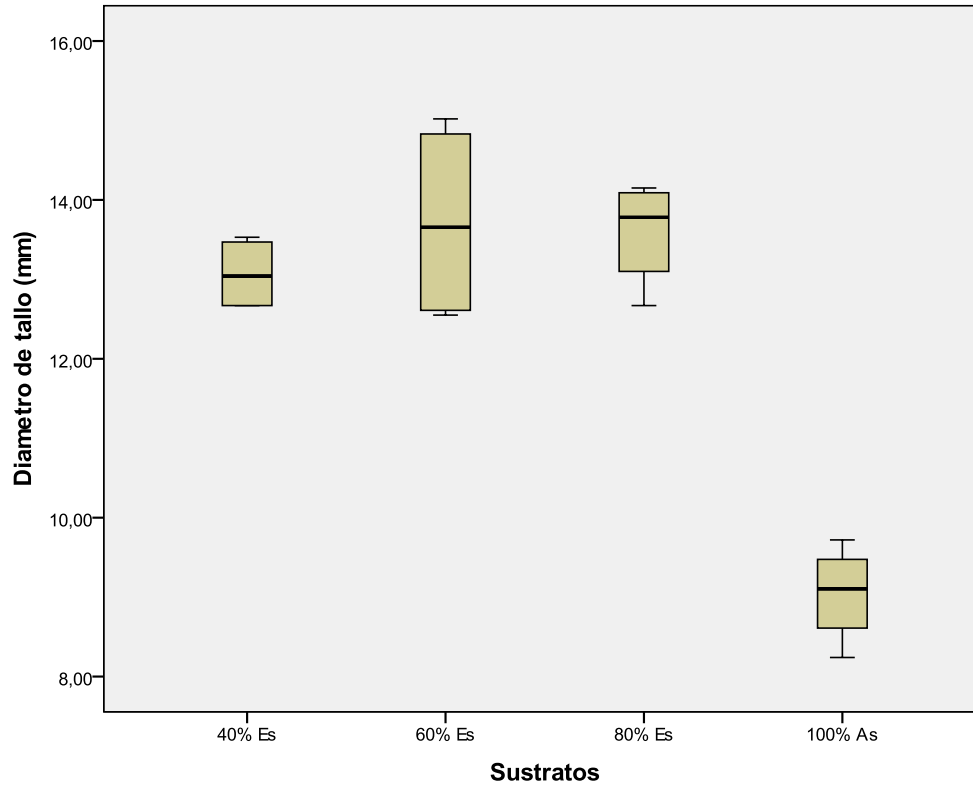
Resultados de la prueba de Duncan para Tratamientos

Tratamientos	Prom.	
60% Es + 40% As	13,60	a
80% Es + 20% As	13,72	a
40% Es + 60% As	13,07	a
100% As	9,04	b

Fuente: elaboración propia.

Gráfico N° 6.

Diámetro de tallo a los 180 días



4.5. DAÑOS POR INSECTOS Y ENFERMEDADES

Durante el estudio se observaron la presencia de insectos propios de la región, sin embargo estas no causaron daño alguno en las plántulas de areca, tampoco se observaron enfermedades, en consecuencia no se hubo necesidad de calcular el porcentaje de mortalidad o supervivencia durante los seis meses de crecimiento en vivero.

5. DISCUSIÓN

5.1. CONDICIONES CLIMÁTICAS

Infoagro (2012), afirma que las palmeras tropicales como la palma areca se desarrollan entre los 18 y 30°C, toleran bastante bien las temperaturas bajas, aunque su crecimiento es más lento. El frío reduce la actividad radicular, la traslocación de nutrientes y el crecimiento, en general, debilitando las plantas y haciéndolas más sensibles a los ataques de enfermedades.

Por su parte, Ballester-Olmos y Anguís (1996), sostienen que las palmeras ornamentales requieren de temperaturas altas para obtener una germinación más rápida y uniforme. Se utilizan temperaturas entre 21 y 38°C, pero los mejores resultados se obtienen generalmente entre 30-35°C.

La especie fue domesticada en América Tropical en tiempos precolombinos, y actualmente se cultiva a lo largo de las áreas tropicales húmedas de América Central y Sur, a altitudes por debajo de los 1200 msnm, con precipitaciones promedio anuales de 2000 a 5000 mm y temperaturas promedio anuales de 24 a 28°C (OFI-CATIE 2005).

En la presente investigación, las condiciones climáticas fueron las siguientes: la temperatura media fue de 26,8°C, la mínima media de 22,3°C y la máxima media de 31,4°C, el mes de diciembre se registró la mayor temperatura, mientras que en el mes de enero se registró la temperatura más baja. La precipitación pluvial total fue de 1135,8 mm, equivalente a 6,33 mm/día. Sin embargo se observa que el mes de septiembre se registró la menor precipitación con 1,75 mm/día/, luego fue incrementando hasta alcanzar el máximo en el mes de febrero con 12,42 mm/día, esto debido a las características propias de la época de lluvias que se registra en la región.

Estos resultados permiten afirmar que durante el periodo de estudio la temperatura estuvo enmarcada en lo requerido para el desarrollo de la

especie, es decir, el área de estudio y en general la región, reúne las condiciones adecuadas para el desarrollo de la especie. Respecto a la precipitación pluvial registrada durante seis meses (septiembre 2013 a febrero 2014) se ajusta a lo descrito por la bibliografía, considerando que en los otros seis meses del año también se registran precipitaciones aunque en menor proporción.

5.2 EFECTO DE LOS SUBSTRATOS EN EL CRECIMIENTO

No se encontró bibliografía específica sobre el aserrín y su efecto en el crecimiento de la palma areca, sin embargo existe bibliografía sobre los diferentes abonos orgánicos empleado en viveros y en el crecimiento de palmeras en general, como los que se describen a continuación:

Villachica (1996), afirma que la mejor respuesta de la mayoría de los parámetros evaluados se consiguió con el tratamiento (40% + 60% tierra de bosque), lo que indica que la proporción 2:3, entre este tipo de materia orgánica y tierra de bosque secundario permite obtener un sustrato con buenas características físico-químicas para el crecimiento inicial de palmeras. Esta proporción es diferente a la sugerida para esta especie por otros autores; por ejemplo, recomendó un sustrato compuesto por dos partes de suelo franco con alto contenido de materia orgánica, dos de arena y dos de aserrín de gallina de bosque para incluir micorrizas.

En cambio, Sánchez y Moreno (1997) recomendaron usar suelos franco arenosos o arena franca junto con compost, gallinaza u otro material orgánico, que mejoraran las propiedades físicas de la mezcla. Los malos resultados obtenidos con el sustrato de tierra son contrarios a las recomendaciones de Rivera y Mandujano (1995), quienes sugirieron usar solamente la tierra fértil que se encuentran en “purmas” antiguas con alto contenido de materia orgánica y humus. Pero esto es muy relativo, porque la características de un suelo proveniente de una “purma” o bosque

secundario son muy variables y en algunos casos pueden tener una baja fertilidad.

En casi todos los parámetros evaluados, los mejores resultados se obtuvieron con los tratamientos donde se usó gallinaza como materia orgánica. Esto se explica por la mayor riqueza nutricional de la gallinaza en comparación con la pulpa de café ya citada anteriormente por otros investigadores (Navarro-Pedreño et al., 1995). Además, en ella el nitrógeno se encuentra en una forma más asimilable para las plantas y es este elemento el que más favorece el crecimiento de las plantas jóvenes. La gallinaza no es solamente una fuente rica en minerales y proteínas que liberan nutrientes fácilmente asimilables para la planta, sino que también promueve la mineralización de otras fuentes orgánicas por estimulación de la actividad microbiana en el suelo (Khiel, 1985).

En el México, Oré (1995) encontró que la gallinaza, al compararla con otros tipos de aserrín, fue la fuente que más incrementó el nitrógeno nítrico en el suelo debido a que esta fuente produjo más amonio, favoreciendo de esta manera a los organismos nitrificadores. Además, mejora las propiedades físicas del suelo y la capacidad de intercambio catiónico (Chuquiruna, 1989).

En la presente investigación, los promedios de crecimiento mensual en altura de planta, durante los seis meses las plantas tuvieron un crecimiento absoluto de 15,6 cm en el testigo que registró el menor crecimiento, mientras que el mayor crecimiento se observó en el tratamiento 60% Estiércol bovino + 40 Aserrín que pasó de 23,9 cm a 52,4 cm, con incremento absoluto de 28,5 cm. El crecimiento en diámetro de tallo tuvo similares características, el testigo registró el menor crecimiento con 2,18 mm, mientras que el mayor crecimiento se observó en el tratamiento 60% estiércol bovino + 40 aserrín con 9,77 mm.

Estos datos confirman lo indicado por la bibliografía sobre los efectos positivos de los fertilizantes orgánicos en el crecimiento de las palmeras.

5.3. INCIDENCIA DE PLAGAS Y ENFERMEDADES

Ballester-Olmos y Anguís (1996), sostienen que las plagas de insectos más frecuentes en los viveros son los siguientes: Cochinillas, Araña roja *Tetranychus urticae*; Araña blanca *Polyphagotarsonemus latus*; Trips y Taladro *Opogona sacchari*.

El mismo autor menciona las siguientes enfermedades: Moteado de hojas *Cylindrocladiu macrosporium*; Antracnosis. *Gloeosporium spp*, *Colletotrichum spp*; *Helminthosporium spp* y Pudrición de las raíces.

Durante el estudio se observaron la presencia de insectos propios de la región. Sin embargo estas no causaron daño alguno en las plántulas de Palma Areca, tampoco se observaron enfermedades, en consecuencia no se hubo necesidad de calcular el porcentaje de mortalidad o supervivencia durante los seis meses de crecimiento en vivero.

6. CONCLUSIONES

Los resultados obtenidos, el análisis e interpretación de los mismos permiten efectuar las siguientes conclusiones:

- Las condiciones climáticas del área de estudio, cuya temperatura media fue de 26,8°C y la precipitación pluvial de 1145,8 mm, equivalente a 6,33 mm/día, son favorables para el crecimiento de la palma areca (*Dypsis lutescens*) en la fase de vivero.
- Durante los seis meses de estudio, el crecimiento en altura paso de 25,12 cm a 48,86 cm con crecimiento absoluto de 23,75 cm lo que representa una tasa de crecimiento mensual de 3,96 cm/mes; mientras que el diámetro de tallo pasó de 4,31 mm a 12,36 mm con un incremento absoluto de 8,05 mm en los seis meses de estudio, lo que representa una tasa de crecimiento de 1,34 mm/mes.
- La menor tasa de crecimiento en altura de planta se registró Testigo (100% aserrín) que pasó de 26,0 cm a 41,6 cm con un crecimiento absoluto de 15,6 cm en los seis meses con una tasa de 2,6 cm/mes; mientras que el mayor crecimiento se observó en el tratamiento 60% estiércol bovino + 40 aserrín que pasó de 23,9 cm a 52,4 cm, con crecimiento absoluto de 28,5 cm y una tasa de 4,75 cm/mes.
- El crecimiento en diámetro de tallo fue también significativamente diferente entre tratamientos; en el testigo pasó de 4,47 mm a 8,65 mm con un crecimiento absoluto de 4,18 mm en los seis meses; mientras que el mayor crecimiento se observó en el tratamiento 60% estiércol bovino + 40 aserrín que pasó de 4,11 mm a 13,88 mm, con incremento absoluto de 9,77 mm y una tasa de crecimiento de 1,63 mm/mes.

- Los resultados del análisis de varianza indican que las combinaciones de estiércol bovino y aserrín en las diferentes dosis dieron lugar a un mayor crecimiento en altura de planta y diámetro de tallo, respecto al testigo (100% de aserrín).
- La poca presencia de insectos y ausencia de enfermedades, indican que el área de estudio es relativamente libre de agentes dañinos, situación ventajosa para la implantación de esta especie.

7. RECOMENDACIONES

Considerando que la presente investigación es uno de los primeros en la región, de manera preliminar se efectúan las siguientes recomendaciones:

- Considerando que la presente investigación se la efectuó en la fase de vivero, se sugiere realizar estudios de continuación en áreas verdes urbanas y viviendas particulares como especie ornamental, empleando sustratos compuestos por estiércol bovino y aserrín en descomposición, existentes en la región.
- Continuar con estudios para ver el comportamiento del crecimiento de esta especie y particularmente del efecto de otros tipos de sustratos como la cáscara de arroz, sedimentos de río, troncos en descomposición, etc., con diferentes intensidades de riego y otras.
- Realizar un estudio pormenorizado del desarrollo de la palma areca *Dypsis lutescens*, toda vez que presenta periodos de crecimiento acelerado.
- También se recomienda estudiar otros tratamientos silviculturales, así como plantas ornamentales, es decir en combinación con otras especies.

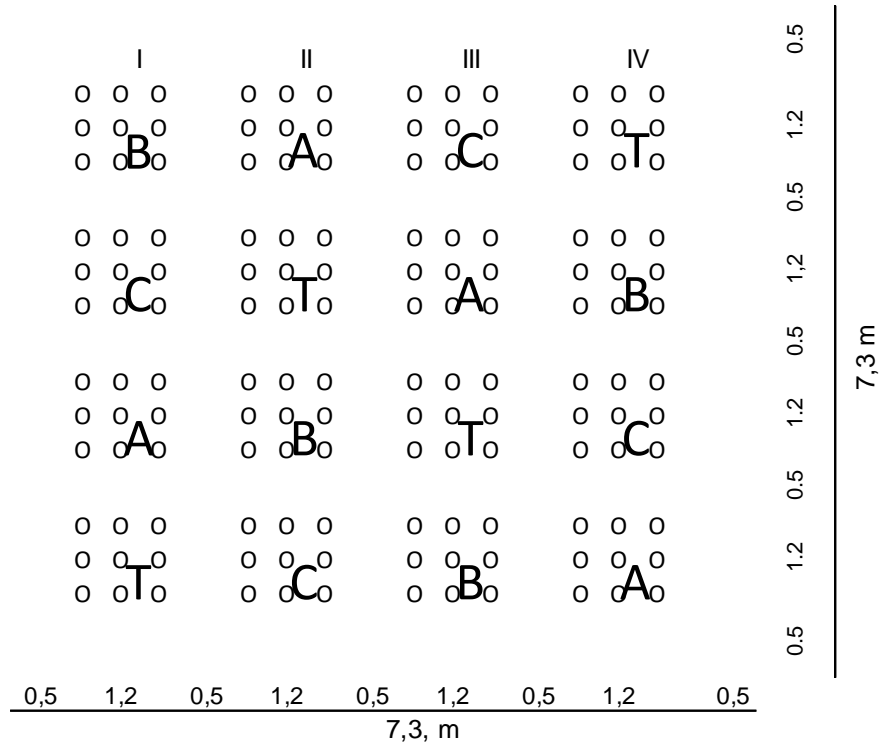
BIBLIOGRAFÍA CONSULTADA

- Ballester-Olmos J. F. y Anguís. 1996. Vivero de Palmeras. En: La semilla su recolección y tratamiento. Universidad Politécnica de Valencia, p 29-43.
- Benítez, B; Núñez, M. y Yong, A. 2006. Efecto de aspersiones foliares con una mezcla de oligogalac-turónidos en el crecimiento de plantas de palma areca (*Dypsis lutescens*, H. Wendel). Cultivos Tropicales, vol. 27, no. 4, p. 61-64.
- Broschat, T. K. y Donselman, H. M. 1987. Effects of fruit maturity, storage, prosoaking and seed cleaning on germination in three species of palms. J. Environ. Hort, vol. 5, p. 6-9.
- Chuquiruna S, 1989. Efecto de diversos abonos orgánicos sobre el mejoramiento de las propiedades del suelo y el rendimiento de papa (*Solanum tuberosum* L. cv. Revolución). Tesis Ingeniero Agrónomo. UNALM. Lima. Perú. 130 pp.
- CONIF 2004. (Corporación Nacional de Investigación Fomento Forestal), Errores frecuentes en el manejo de semillas, viveros y plantaciones forestales; Serie de Documentación N° 52 p. Bogotá – Colombia.
- Cuba, M. 2006. Empresa, Frutiflora. Informe económico sobre la producción y exportaciones de palmeras al cierre de la gestión 2005.
- Davelouis, J, 1993. Materia Orgánica y Abonos Orgánicos. Curso Intensivo Técnico Profesional. Huaral. Lima. Perú.
- Fassbender, H, 1986. Química de Suelos con Énfasis en Suelos de América Latina. Instituto Interamericano de Cooperación para la Agricultura. San José de Costa Rica. 298 pp.

- Friedman M, Andreu MG, Quintana HV y McKenzie M. 2010. *Dypsis lutescens*, Areca Palm. Universidad de Flórida.
- Gilman, E y Watson, D. 1994. *Washingtonia filifera*. Desert Palm. Forest Service. Departament de Agriculture.
- Gros A, Domínguez A, 1992. Abonos guía práctica de la fertilización. 8.^a edición. Ediciones Mundi-Prensa. Madrid. 450 pp.
- Hernandez T, 1996. Stimulation of barley growth and nutrients absorption by humic substances originating from various organic materials. *Bioresource Technology* 57 (3), 251-257.
- Infoagro 2012. El cultivo de la Palmera [en línea] [Consultado en marzo de 2014] Disponible en: http://www.infoagro.com/flores/plantas_ornamentales/palmera.htm
- Julca-Otiniano, S. López-Zapata, R. Crespo-Costa, 2001. Crecimiento de *Washingtonia robusta* en almácigos con substratos orgánicos de la selva peruana.
- Kihel, 1985. Fertilizantes Orgánicos. Ed. Agronómica Ceres Ltda. 429 pp.
- Kononova M, 1982. Materia orgánica del suelo. Su naturaleza, propiedades y métodos de investigación. Ediciones Oikos Tau, S.A. Barcelona. 356 pp.
- Navarro-Pedreño J, Moral-herrero, Gómez-Lucas, Mataix Beneyto, 1995. Residuos orgánicos y agricultura. Universidad de Alicante. Servicio de Publicaciones. 108 pp.
- OFI-CATIE. 2005. Arecaceae. Distribución de las especies de palmeras ornamentales *Washingtonia robusta*. Costa Rica.

- Oré R, 1997. Evaluación del efecto de la mezcla de abonos orgánicos y fuentes fosfatadas con y sin fermentación en el rendimiento de la papa var. Revolución. Tesis Magister Scientae. UNALM. Lima. Perú. 82 pp.
- Pinamonti F, 1998. Compost mulch effects on soil fertility, nutritional status and performance of grapevine. *Nutrient Cycling in Agroecosystems* 51, 239-248.
- Rivera C. y Mandujano V., 1995. Palmito. Sistemas de Cultivo del Pijuayo para Palmitos en Uchiza-Perú. Proyecto AD/PER/759. INDCP-UNOPS. Uchiza. 32 pp.
- Sánchez J, y Moreno R, 1997. Manual Técnico del Cultivo de Pijuayo para Palmito (*Bactris gasipaes* Kunth). Proyecto Especial Pichis Palcazú. Chanchamayo. 40 pp.
- Tang T.J, 1993. Ethylene production in anaerobically incubated soils amendments with poultry litter. *Soil Science* 156 (3), 186-192.
- Trujillo N. 2000. Manejo de semillas, viveros; 150 p. Santa fe de Bogotá – D.C. Colombia.
- Villachica H., 1996. Cultivo del pijuayo (*Bactris gasipaes* Kunth) para palmito en la amazonia. Tratado de Cooperación Amazónica. Secretaría ProTempore. Lima. Perú. 153 pp.
- Yagodin B., 1986. Agroquímica II. Ed. Mir. Moscú. 446 pp.
- Zeng M., Campbell A.G., Mahler R.L., 1993. Long yard fines as a soil amendments pot and fields studies. *Communications in Soil Science & Plant Analysis* 24 (15-16), 2025-2041.

**ANEXO Nº 1
CROQUIS DE CAMPO**



Tratamientos

- A = 40% de estiércol bovino + 60% aserrín
- B = 60% de estiércol bovino + 40% aserrín
- c = 80% de estiércol bovino + 20% aserrín
- T = 100% aserrín.