

UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN MARTÍN – TARAPOTO

FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS

**DEPARTAMENTO ACADÉMICO DE AGROSILVO
PASTORILESCUELA PROFESIONAL DE AGRONOMÍA**



TESIS

**“EVALUACIÓN DE TRES FUENTES DE FERTILIZACIÓN
FOSFORADA EN LA NUTRICIÓN DEL CULTIVO DE PALMA
ACEITERA (*Elaeis guineensis* Jacq.) EN LA ETAPA DE VIVERO EN
LA EMPRESA PLANTACIONES DE UCAYALI S.A.C”**

PARA OPTAR EL TÍTULO PROFESIONAL DE:

INGENIERO AGRÓNOMO

PRESENTADO POR EL BACHILLER:

JOSE GRABIEL TOCTO APONTE

TARAPOTO – PERÚ

2016

**UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN MARTÍN – TARAPOTO
FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS
DEPARTAMENTO ACADÉMICO DE AGROSILVO PASTORIL
ESCUELA PROFESIONAL DE AGRONOMÍA**

ÁREA DE SUELOS Y CULTIVOS

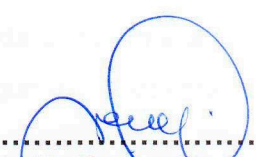
TESIS

**“EVALUACIÓN DE TRES FUENTES DE FERTILIZACIÓN
FOSFORADA EN LA NUTRICIÓN DEL CULTIVO DE PALMA
ACEITERA (*Elaeis guineensis* Jacq.) EN LA ETAPA DE VIVERO EN
LA EMPRESA PLANTACIONES DE UCAYALI S.A.C”**

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

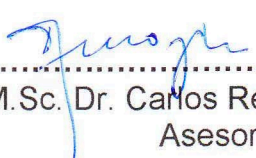
**PRESENTADO POR EL BACHILLER:
JOSÉ GRABIEL TOCTO APONTE**

COMITÉ DE TESIS


.....
Ing. M.Sc. Armando D. Cueva Benavides
Presidente


.....
Ing. M.Sc. Luis Alberto Leveaú Guerra
Secretario


.....
Ing. Eybis José Flores García
Miembro


.....
Ing. M.Sc. Dr. Carlos Rengifo Saavedra
Asesor

DEDICATORIA

A toda mi familia por creer y confiar en mí y brindarme todo el apoyo para seguir adelante, de manera especial a mis padres MANUEL TOCTO OCUPA Y ZELIDETH APONTE AGUILA, quienes con sus consejos y sacrificio dieron todo cuanto estuvo a sus alcances para que pueda culminar con éxito mi carrera profesional.

A mis hermanos, MANUEL, EDITA, WILMER, VERONICA y DANITZA, por su apoyo que me dio fuerzas para culminar mis estudios universitarios, ya que son el motivo que me permite seguir adelante y conseguir los objetivos propuestos.

A todos mis familiares, amigos, amigas y docentes de la FCA-T, por brindarme su apoyo moral y la confianza depositada para la realización y culminación de este trabajo de investigación.

AGRADECIMIENTO

A Dios, quien por su gracia me permitió tener una vida de crecimiento profesional, laboral y espiritual, gracias Dios por las personas que has puesto a mi lado porque han sabido guiarme por tu camino de verdad y de justicia.

Agradezco a mis padres, quienes con su sacrificio continuo, dedicación y apoyo me dieron una gran herencia como es el estudio.

A todos los docentes de la Facultad de Ciencias Agrarias de la UNSM-T, quienes a lo largo de toda mi formación Profesional aportaron con sus conocimientos y experiencias durante mi vida universitaria.

Al Ing. Henry Fernando Chota Guerra jefe de Plantación de la Empresa Plantaciones de Ucayali S.A.C. por su apoyo en el financiamiento del presente proyecto de investigación.

Al Ing. M. Sc. Dr. Carlos Rengifo Saavedra, por el asesoramiento y la dirección profesional que me brindó para desarrollar el presente proyecto de tesis.

A mis amigos y compañeros de la Facultad de Ciencias Agrarias de la Universidad Nacional de San Martín.

José Grabiél Tocto Aponte

CONTENIDO

	Página
I. INTRODUCCIÓN	1
II. OBJETIVOS	2
2.1. Objetivo general	2
2.2. Objetivos específicos	2
III. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA	3
3.1. Generalidades del cultivo de palma aceitera	3
3.2. Taxonomía	3
3.3. Morfología y Fisiología	4
3.3.1. Variedades	4
3.3.2. Semilla	5
3.3.3. Sistema radicular	5
3.3.4. Hojas	7
3.3.5. Formación de biomasa	8
3.4. Condiciones para el desarrollo de la planta	8
3.4.1. Requerimientos climáticos	8
a. Temperatura	8
b. Radiación solar	9
c. Humedad relativa y precipitación	9
d. Balance hídrico	9
e. Altitud	10
3.4.2. Requerimientos edáficos	10
a. Características físicas	11
b. Fisiografía y drenaje	11

c.	Características químicas	11
3.5.	Nutrición de la palma aceitera	12
3.5.1.	Funciones del Nitrógeno y síntomas de deficiencia	12
a.	Funciones	12
b.	Deficiencias	12
3.5.2.	Funciones del Fósforo y síntomas de deficiencia	13
a.	Funciones	13
b.	Deficiencias	13
c.	Absorción	14
3.5.3.	Funciones del potasio y síntomas de deficiencia	15
a.	Funciones	15
b.	Deficiencias	15
3.6.	Establecimiento, Manejo y Mantenimiento de viveros	16
a.	Material genético	16
b.	Establecimiento del vivero	17
c.	Ubicación del terreno para vivero	18
d.	Dimensión del vivero	18
e.	Suelo para vivero	18
f.	Sistema de riego	19
g.	Bolsas del vivero	20
h.	Llenado de bolsas	20
i.	Diseño del vivero	20
j.	Siembra de semilla germinada	21
k.	Riego en el vivero	21
l.	Fertilización en vivero	22

m. Mantenimiento del vivero	23
n. Sanidad vegetal en vivero de palma	24
o. Selección de plantas en vivero	25
p. Preparación de las plantas de vivero para el trasplante	26
3.7. Requerimiento de fertilizante durante la etapa de vivero	26
3.8. Fertilizantes minerales utilizados en vivero de Palma	
Aceitera y frecuencia de aplicación	27
3.9. Recomendaciones de fertilización para vivero de palma	27
3.10. El fósforo del suelo	30
3.11. Funciones del fósforo en la planta	30
a. Absorción y transporte de fósforo	31
b. Reacciones de energía en la planta	31
c. Fotosíntesis	32
d. Transferencia genética	32
e. Transporte de nutrientes	33
f. Deficiencias de fósforo	33
3.12. Características de los fertilizantes a utilizar	34
3.12.1. Roca fosfórica	34
a. Uso agrícola	34
b. Roca Fosfórica de Bayovar	35
3.12.2. Superfosfato Triple	36
a. Producción	36
b. Propiedades químicas	36
c. Uso agrícola	36

3.12.3. Fosfato de Amonio	37
a. Producción	37
b. Propiedades químicas	38
c. Uso agrícolas	38
IV. MATERIALES Y MÉTODOS	39
4.1. Ubicación del área experimental	39
a. Ubicación política	39
b. Ubicación geográfica	39
4.1.1. Antecedentes del campo experimental	40
4.1.2. Características climáticas	40
4.1.3. Características edáficas	42
4.2. Metodología	43
4.2.1. Diseño y características del campo experimental	43
a. Diseño del experimento	43
b. Análisis de varianza del experimento	43
c. Características del campo experimental	44
4.2.2. Tratamientos	45
4.2.3. Conducción del experimento	46
a. Análisis del suelo	46
b. Preparación del sustrato	46
c. Llenado de bolsas	47
d. Distanciamiento de las bolsas	47
e. Delimitación del campo experimental	48
f. Remoción y humedecimiento de suelo en las bolsas	48
g. Limpieza del ambiente de recepción de semillas	48

h.	Recepción de semillas de palma	49
i.	Siembra	49
j.	Sistema de riego y drenaje	50
k.	Porcentaje de emergencia	50
4.2.4.	Labores culturales	51
a.	Aplicación de fertilizantes	51
b.	Control me malezas	54
c.	Aplicación de fibra	54
d.	Control fitosanitario	55
e.	Selección y eliminación de plántulas	56
4.2.5.	Variables evaluadas	57
a.	Altura de plántulas	57
b.	Longitud de hoja	57
c.	Numero de hojas/planta	58
d.	Diámetro del tallo	58
e.	Número de raíces	59
f.	Longitud de raíces	59
g.	Peso total de materia seca en gramos	59
V.	RESULTADOS	60
5.1.	Altura de planta	60
5.2.	Longitud de hoja	61
5.3.	Número de hojas por planta	62
5.4.	Diámetro del tallo	63
5.5.	Número de raíces	64
5.6.	Longitud de raíces	65

5.7.	Peso de materia seca total	66
VI.	DISCUSIÓN	67
6.1.	Altura de planta	67
6.2.	Longitud de hoja	69
6.3.	Número de hojas	71
6.4.	Diámetro de tallo	73
6.5.	Número de raíces	74
6.6.	Longitud de raíces	76
6.7.	Peso de materia seca total	78
VII.	CONCLUSIONES	80
VIII.	RECOMENDACIONES	81
IX.	BIBLIOGRAFÍA	82
	RESUMEN	
	SUMMARY	
	ANEXOS	

ÍNDICE DE CUADROS

	Página
Cuadro 1: características del suelo para vivero de palma aceitera	19
Cuadro 2: Necesidades de riego en vivero	22
Cuadro 3: Programa de fertilización en vivero de palma aceitera	23
Cuadro 4: Condiciones climáticas durante la ejecución del proyecto	41
Cuadro 5: Análisis físico químico del suelo	42
Cuadro 6: Distribución de tratamientos/bloques en vivero de palma aceitera (<i>Elaeis guineensis</i> Jacq.)	43
Cuadro 7: ANVA para las dosis de aplicación de fertilizantes fosforados en la etapa de vivero de palma aceitera.	43
Cuadro 8: Dosis de fertilizante (N, P, K) para la aplicación de 120 plantas por tratamiento.	45
Cuadro 9: Programa de fertilización para el T1 (testigo).	52
Cuadro 10: Programa de fertilización para el T2 (-10% del testigo).	52
Cuadro 11: Programa de fertilización para el T3 (-20% del testigo)	53
Cuadro 12: Programa de fertilización para el T4 (+10% del testigo).	53
Cuadro 13: Anva para la altura de planta en cm a los 260 D.D.S.	60
Cuadro 14: Anva para la longitud de hojas en cm a los 260 D.D.S.	61
Cuadro 15: Anva para el número de hojas/planta a los 260 D.D.S.	62
Cuadro 16: Anva para el diámetro del tallo en mm a los 260 D.D.S.	63
Cuadro 17: Anva para el número de raíces/planta a los 260 D.D.S.	64
Cuadro 18: Anva para la longitud de raíces en cm a los 260 D.D.S.	65
Cuadro 19: Anva para la materia seca total en g a los 260 D.D.S.	66

ÍNDICE DE GRÁFICOS

	Página
Gráfico 1: Distribución de la precipitación mensual (mm).	41
Gráfico 2: Prueba de Tukey ($\alpha = 0.05$) para los promedios de tratamientos respecto a la altura de planta a 260 D.D.S.	60
Gráfico 3: Prueba de Tukey ($\alpha = 0.05$) para los promedios de tratamientos respecto a longitud de hoja a 260 D.D.S.	61
Gráfico 4: Prueba de Tukey ($\alpha = 0.05$) para los promedios de tratamientos respecto al número de hojas/planta a 260 D.D.S.	62
Gráfico 5: Prueba de Tukey ($\alpha = 0.05$) para los promedios de tratamientos respecto al diámetro del tallo en mm a 260 D.D.S.	63
Gráfico 6: Prueba de Tukey ($\alpha = 0.05$) para los promedios de tratamientos respecto al número de raíces/planta a 260 D.D.S.	64
Gráfico 7: Prueba de Tukey ($\alpha = 0.05$) para los promedios de tratamientos respecto a la longitud de raíces en cm a 260 D.D.S.	65
Gráfico 8: Prueba de Tukey ($\alpha = 0.5$) para los promedios de tratamientos respecto a la materia seca total en g a 260 D.D.S	66

ÍNDICE DE ANEXOS

- ANEXO 1: Ubicación del departamento de Ucayali en el que se realizó el trabajo de Investigación.
- ANEXO 2: Mapa General de la Empresa Plantaciones de Ucayali S.A.C. (P.D.U)
- ANEXO 3: Mapa de localización del proyecto en el vivero de “Plantaciones de Ucayali S.A.C”.
- ANEXO 4: Porcentaje de emergencia
- ANEXO 5: Costos de producción de palma aceitera en vivero T1
- ANEXO 6: Costos de producción de palma aceitera en vivero T2
- ANEXO 7: Costos de producción de palma aceitera en vivero T3
- ANEXO 8: Costos de producción de palma aceitera en vivero T4
- ANEXO 9: Secuencia de fotos de actividades realizadas
- ANEXO 10: Sección de fotos de variables evaluadas

LISTA DE SIGLAS, ABREVIATURAS Y SÍMBOLOS

*: Significativo

** : Altamente Significativo

°C: grado Celsius

ADN: Ácido desoxirribonucleico

ANVA: Análisis de varianza

ARN: Ácido ribonucleico

ASD: Servicios Agrícolas y Desarrollo

ATP: Adenosin trifosfato

Bh-T: Bosque húmedo – Tropical

BI (bloque I), BII (bloque II), BIII (bloque III)

C.M: Cuadrado medio

Ca: calcio

CaO: Óxido de calcio

CaSO₄: Sulfato de calcio

CIRAD: Centro de Cooperación Internacional en Investigación Agronómica para el Desarrollo

cm: centímetro

CO₂: Dióxido de carbono

CV: Coeficiente de variabilidad

DDS: Días después de la siembra

DAP: Fosfato di Amónico

DBCA : Diseño de bloques completamente al azar

F.C: Factor de corrección

F.t: Factor tabulado

F.V: Fuente de variabilidad

FAO: Organización de las naciones unidas para la alimentación y la agricultura

GL: Grado de libertad

h: horas

H₂PO₄⁻: Fosfato diácido

HPO₄²⁻: Fosfato ácido

i.a: ingrediente activo

INPOFOS: Instituto de la Potasa y el Fosforo

IPNI: Instituto internacional de Nutrición vegetal

KCl: cloruro de potasio

Kg: kilogramo

l: litro

m.s.n.m.m: Metros sobre el nivel medio del mar

m: metro

MAP: Fosfato mono amónico

ml: mililitros

mm: milímetros

N, P, K y Mg: Nitrógeno, Fosforo, Potasio y Magnesio.

N.S: No Significativo

P₂O₅: óxido fosfórico

PPI: Instituto de la Potasa y el Fosforo

R² : Coeficiente de determinación

RFB: Roca fosfórica de bayobar

S.C: Suma de cuadrados

S: azufre

SENASA: Servicio Nacional de Sanidad Agraria

SPT: superfosfato tripe

T1, T2, T3, T4: Tratamiento 1,2,3,4.

TEA: Tasa de extracción de aceite

Ton/ha: tonelada/hectárea

I. INTRODUCCIÓN

Los viveros de palma aceitera deben llevar las mejores prácticas, para asegurar la producción de plantas sanas, vigorosas y uniformes para la siembra en campo definitivo. El fósforo es un elemento esencial para el crecimiento general de la palma aceitera, es importante para el crecimiento y número de raíces durante el establecimiento y desarrollo juvenil.

Si se compara con los requerimientos nutritivos de las palmas adultas, se dispone de poca información acerca de las necesidades de las plántulas en fase de desarrollo de vivero.

Razón por la cual concentra el interés de realizar la evaluación de fuentes de fertilización fosforada en la nutrición del cultivo de palma aceitera en la etapa de vivero, además tiene como finalidad de ser una de las alternativas para resolver problemas nutricionales, ya que determinará la fuente de fertilización fosforada que da mejores resultados al desarrollo de la planta.

El trabajo de investigación se realizó en el caserío la Perla de Zanja Seca, distrito de Nueva Requena, Provincia de Coronel Portillo, departamento de Ucayali; en la empresa Plantaciones de Ucayali del Grupo Palmas del Perú.

Se aplicó el Diseño de Bloques Completamente al Azar (DBCA) con cuatro (04) tratamientos y tres (03) repeticiones por tratamiento, donde se evaluó, altura de planta, número de hojas, número y longitud de raíces, diámetro del tallo, además de materia seca (aérea y radicular).

II. OBJETIVOS

2.1. Objetivo general

- Estudiar el efecto de tres fuentes de fertilización fosforada en la nutrición del cultivo de palma aceitera (*Elaeis guineensis* Jacq.) en la etapa de vivero.

2.2. Objetivos específicos

- Evaluar el efecto de tres fuentes de fertilizantes fosforados (Superfosfato triple, Fosfato de amonio y Roca fosfórica de Bayovar), en el desarrollo vegetativo y biomasa en plántulas de palma aceitera.
- Determinar la fuente fosforada que da mejor respuesta al desarrollo de la palma aceitera en etapa de vivero.

III. REVISIÓN DE LITERATURA

3.1. Generalidades del cultivo de palma aceitera

La palma aceitera es una planta tropical propia de climas cálidos cuyo origen se ubica en la región occidental y central del continente africano, concretamente en el golfo de Guinea, de ahí su nombre científico *Elaeis guineensis* Jacq. Su propagación a mínima escala se inició en el siglo XVI a través del tráfico de esclavos los cuales conocían sus bondades, siendo entonces cuando llegó a América, después de los viajes de Cristóbal Colón (Burbano, 2012).

3.2. Taxonomía

Hartley (1988), menciona que; el científico Hutchinson clasificó la palma aceitera de la siguiente manera:

División	: Fanerogama
Tipo	: Angiosperma
Clase	: Monocotiledonea
Orden	: Palmales
Familia	: Palmaceae
Tribu	: Coccoinea
Género	: <i>Elaeis</i>
Especie	: <i>guineensis</i>

Nombre científico: *Elaeis guineensis* Jacq.

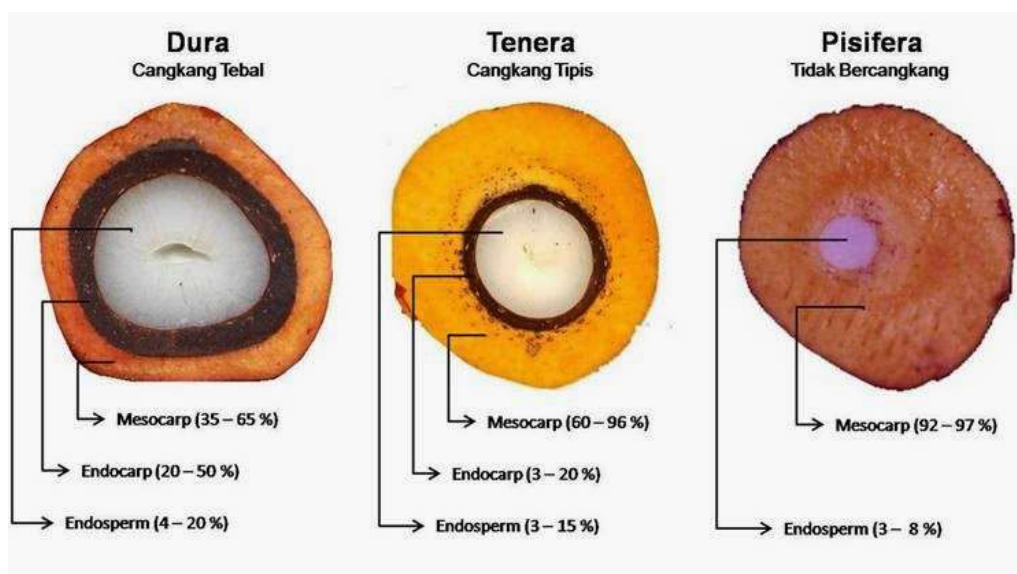
3.3. Morfología y Fisiología

3.3.1. Variedades

Borrero (2006), acerca de las variedades de palma describe las siguientes;

- a. **Dura.** Caracterizada por tener frutos con una semilla de cáscara gruesa, y poco mesocarpio o tejido aceitoso. Con estas variedades se establecieron las primeras plantaciones en el mundo.
- b. **Pisífera.** No tiene endocarpio, la almendra es desnuda. El mesocarpio no contiene fibras y ocupa gran porción del fruto. Esta variedad produce pocos frutos en el racimo. Son altas productoras de polen por eso se emplea para mejorar la variedad dura, mediante el cruzamiento.
- c. **Ténera.** Híbridos producto de la cruce de Dura x Pisífera (D x P), que producen frutos con una semilla de cáscara con grosor intermedio y abundante producción de mesocarpio. Actualmente, las variedades Ténera son universalmente usadas en las plantaciones comerciales.

Figura 1: variedades de palma aceitera.



3.3.2. Semilla

La semilla consta de un endocarpio y una, dos o tres almendras, pero de los tres óvulos del ovario tricarpelar, dos abortan, y por lo tanto la semilla solo genera una almendra, la misma que se encuentra dentro del cuesco.

El embrión es recto y mide cerca de 3 mm de largo y sirve como haustorio absorbiendo los nutrientes almacenados en el endospermo. En el endospermo la semilla obtiene nutrientes como grasa (47%) y galactomannan (36%) de manera que está adaptada para mantener una plántula durante tres meses después de la germinación (Corley y Tinker, 2009).

Durante el proceso de germinación, el embrión emergente forma un botón denominado hipocótilo, del extremo del embrión emerge la radícula. La parte basal del embrión es el haustorio, mediante el cual se transforma y transporta los nutrientes del endospermo, este órgano se desarrolla constantemente, durante tres meses. Este es el tiempo que tiene la nueva plántula para establecerse por sí misma como un organismo capaz de realizar fotosíntesis y absorción de nutrientes (ASD, 2000).

3.3.3. Sistema Radicular

La plúmula no emerge hasta que la radícula ha crecido 1 cm aproximadamente. Las primeras raíces adventicias nacen en un anillo, y dan origen a las raíces secundarias, antes de la aparición de la primera hoja. La radícula crece durante seis meses, tiempo en el cual las raíces primarias toman su lugar (Corley y Tinker, 2009).

En tres a cuatro meses, el tallo de la planta se vuelve un bulbo, del cual emergen las primeras raíces primarias las que se extienden radialmente y verticalmente, las raíces secundarias nacen a partir de estas en todas direcciones, estas dan origen a las terciarias que crecen horizontalmente para generar a las cuaternarias (ASD, 2000).

Slatyer (1967), menciona que el mayor o menor grado de desarrollo de la raíz condiciona la tasa de absorción de agua por la planta, lo cual a su vez afecta importantes procesos fisiológicos como la fotosíntesis, respiración, elongación celular y muchas otras actividades metabólicas.

La raíz es el órgano responsable de la absorción de agua y su capacidad, en ese sentido, depende directamente de su desarrollo; es decir, su capacidad de ramificación y de penetración constituyen las características morfológicas más importantes que permiten tolerar los déficits de humedad (Russell, 1977).

El sistema radical de la palma está en constante renovación, la misma que es necesaria debido a la rápida lignificación de los tejidos y a la carencia de pelos absorbentes, lo que reduce las posibilidades de absorción de agua y sales minerales (Cayón, 1999).

Está demostrado que la mayor parte de la absorción de nutrientes es realizado a través de las raíces cuaternarias y los ápices absorbentes de las secundarias y terciarias, que miden 5 a 6 y 2 a 3 cm respectivamente. Las cuaternarias miden de 1 a 3 cm y no se lignifican.

El sistema radicular no posee pelos absorbentes y por esta razón las raíces cuaternarias funcionan absorbiendo los nutrientes del suelo (Corley y Tinker, 2009). El volumen que ocupan estas raíces en el suelo es de aproximadamente 1%. Por lo tanto, la planta de palma aceitera estaría en capacidad de interceptar apenas el 1% de los nutrientes, por las características de su sistema radicular (Padilla, 1993).

Santos *et al.*, (2001), enfatiza que el fósforo tiene efectos directos en procesos de la planta, actuando usualmente como co-factor bioquímico. Además es de importancia en la respiración y promueve la rápida formación y crecimiento de raíces (PPI, 1997).

El crecimiento de la raíz es favorecido por la caliptra, la misma que actúa como sensor de gravedad y secretor de polisacáridos (mucigel). Este “gel” lubrica la raíz durante la penetración del suelo, adhiriendo microorganismos y probablemente favoreciendo la formación de micorrizas (Cayón, 1999).

3.3.4. Hojas

Las hojas cuando la planta está en fase de vivero cambian de forma conforme en etapas, las primeras dos o tres hojas son cilíndricas y sin lámina foliar (Restrepo, 1996), las siguientes hojas son lanceoladas, en hojas más tardías aparece una hendidura de manera que la hoja se bifurca, rápidamente sigue a esto la división de las láminas entre las venas para formar los folíolos aunque permanecen unidos entre sí por el ápice (Corley y Tinker, 2009).

3.3.5. Formación de biomasa

Ocampo (1995), afirma para la acumulación de materia seca la planta debe tener equilibrio entre la respiración y la fotosíntesis. Esto hace posible el aumento de biomasa. A medida que aumenta la temperatura aumenta la fotorrespiración y disminuye la eficiencia fotosintética y, por lo tanto, la formación de biomasa.

Esto es un aspecto característico del trópico, ya que dispone de las condiciones básicas para producir grandes cantidades de biomasa durante todo el año, debido a la eficiencia en la utilización de la energía solar. La biomasa producida es mayor a la de otros cultivos, se pueden comparar con los ecosistemas de algunos bosques, se ha estimado que el incremento anual puede llegar a 17.4 ton/ha/año y la biomasa en circulación a 11.9 ton/ha/año.

3.4. Condiciones para el desarrollo de la planta

3.4.1. Requerimientos climáticos

a. Temperatura

La temperatura media anual apta para palma de aceite puede oscilar entre 20° y 35° C, la temperatura media mensual es considerada de 28° C la misma que resulta óptima para la palma (Hartley, 1988).

Tiene efectos marcados sobre el número de hojas emitidas, racimos producidos y contenido de aceite en fruto (Barcelos *et al.*, 1995; Macedo y Rodríguez, 2000) indica que temperaturas de 15° C durante varios días provocan la detención del crecimiento de las plántulas y disminuye también la producción de las palmas adultas.

b. Radiación solar

Es uno de los factores más importantes, y se requieren de por lo menos 5 h diarias de sol durante todos los meses del año, aproximadamente 1800 h al año, siendo los límites inferiores de 1500 h (Hartley, 1998; Goncalvez, 2001; Wood y Corley, 1991) indicaron que la palma aceitera es una de las especies más eficientes en el uso de la energía luminosa y producción de biomasa.

c. Humedad relativa y precipitación

Según Surre y Ziller (1969), las necesidades medias mensuales de humedad relativa para la palma aceitera son de 75 a 90%, una pluviosidad de 2000 mm/año distribuida sin periodos de déficit hídrico. Bastos *et al*, (2001) determinaron que las mejores zonas para este cultivo deben tener precipitaciones mensuales por arriba de 100 mm y humedad de 80 a 90%.

El régimen hídrico es uno de los principales factores que afectan el desarrollo de la palma aceitera, pues variaciones pluviométricas se reflejan en la sexualidad de inflorescencias y en producción de racimos, afectan la emisión foliar, número y peso medio de racimos (Bastos, 2000).

d. Balance hídrico

La palma de aceite es considerada una especie de gran capacidad de sobrevivencia en periodos secos, debido a su sistema estomático eficiente y su capacidad de reducir el área foliar en situaciones de estrés hídrico (Goncalves, 2001).

El agua constituye el factor más limitante para la producción, ya que controla la temperatura interna, participa en los procesos bioquímicos, incluyendo la fotosíntesis, es un solvente que permite la absorción y transporte de nutrimentos del suelo, transporta productos de la fotosíntesis y procesos metabólicos y es constituyente esencial del soporte de los tejidos celulares (Barrios *et al.*, 2003).

e. Altitud

De 30 hasta 500 msnm los ecosistemas que presentan máximo potencial productivo de la palma, aceitera son las tierras bajas del trópico, con pocos metros sobre el nivel del mar y con pendientes menores al 6% (Borrero 2006).

3.4.2. Requerimientos edáficos

Varios problemas fitosanitarios de importancia se encuentran relacionados con condiciones del suelo que comprometen el desarrollo y mantenimiento de un sistema radical vigoroso (Duran, Salas y Chinchilla, 1999).

Una aeración pobre en el suelo, y una baja fertilidad que cause en la planta una nutrición desbalanceada comprometen seriamente la calidad y cantidad del sistema radical. La presencia de estratos gruesos superficiales restringe también el desarrollo radical y debido a su poca capacidad de retención de humedad, exponen a la planta a un estrés mayor durante periodos prolongados de sequía (Kamara, 2001).

a. Características físicas

Las características físicas más consideradas son principalmente la textura y el drenaje. En los suelos ligeros, de textura arenosa a franco-arenosa, se presentan problemas de lavado y lixiviación de nutrientes, por lo que su consistencia es insuficiente para el soporte de la planta (Surre y Ziller, 1969).

Por tanto, los suelos óptimos para el cultivo de la palma aceitera, son suelos profundos con buen drenaje, de textura ligeramente arcillosa, con buen contenido en materia orgánica, topografía de plana a ligeramente ondulada con pendientes inferiores al 2% y con un nivel de fertilidad de medio a alto. (Raygada 2005).

b. Fisiografía y drenaje

Requiere suelos bien drenados que eviten que se lave el terreno y produzcan lixiviación de nutrientes. Preferibles terrenos con pendientes suaves (hasta el 25%), ya que las grandes pendientes favorecen la erosión por escorrentía y dificultan el manejo del cultivo (Raygada, 2005).

c. Características Químicas

El pH óptimo puede fluctuar entre 4 a 6, los elementos: Nitrógeno, Fósforo, Potasio y Magnesio son de vital importancia, se obtienen mejores resultados en suelos ricos en materia orgánica (mínimo 1.5 a 2%) y elementos nutritivos bien equilibrados (Hidalgo, 2007).

Quesada (1997) menciona que la cantidad de calcio intercambiable puede producir problemas de absorción de cationes por efecto de interacciones.

3.5. Nutrición de la palma aceitera

La importancia de la fertilización en la producción de palma aceitera es suministrar suficientes nutrientes para promover un crecimiento vegetativo sano, máximo rendimiento de racimos de fruta fresca y resistencia a plagas y enfermedades (Donough, 2008; INPOFOS, 2006).

3.5.1. Funciones del Nitrógeno (N) y síntomas de deficiencia

a. Funciones

El Nitrógeno es un elemento muy esencial para el crecimiento de las plantas y para su fructificación (Hartley, 1977). La producción y el número total de hojas por palma se incrementan con la aplicación de Nitrógeno (Rosenquist, 1962; Corley y Mock, 1972).

Cabe resaltar que no solo el fosforo desempeña un papel importante en el desarrollo de la hoja, sino que también se ha establecido que entre mayor sea el contenido de nitrógeno en la hoja, hasta cierto valor, más alto resulta el contenido de clorofila y, por tanto, aumenta la capacidad fotosintética en las plantas (Díaz ,2002).

b. Deficiencias

Se caracteriza por la apariencia pálida y el progresivo amarillamiento (clorosis) de los folíolos a lo largo del raquis de la hoja (Arab, 2001; Brostchat, 2005) y una reducción en el crecimiento (Von, 1999).

Estos síntomas no son tan evidentes en las hojas viejas como en las hojas superiores (jóvenes); donde los folíolos tienden a ser estrechos y cortos (Larez, 2003).

3.5.2. Funciones del Fósforo (P) síntomas de deficiencia y absorción

a. Funciones

El Fósforo es un elemento esencial para el crecimiento general de la palma de aceitera, es importante para el crecimiento de la raíz durante el establecimiento y el desarrollo juvenil (Rankine y Fairhurst, 1999).

Navarro y Navarro (2003), señalan que el Fósforo se encuentra en todos los tejidos de la palma de aceite en una concentración variable, forma parte de moléculas energéticas como el ATP y de los nucleótidos que integran los ácidos nucleídos ADN y ARN, y contribuye al componente de la membrana celular, participando además en la transferencia de energía en la fotosíntesis.

b. Deficiencias

Como deficiencia se observa que el crecimiento en general es menor, notándose una reducción de la longitud de las hojas y en el diámetro del tronco (Durán *et al.*, 1999; Arab, 2000; Ramírez *et al.*, 2002). También se puede manifestar un pobre crecimiento de las raíces, con clorosis prematura de las hojas viejas.

Unido al síntoma visual el análisis foliar indica que la palma es deficiente en fósforo con niveles menores de 0.15 %, es una fuerte confirmación del pobre estado del fósforo en las palmas (Larez, 2003). Las causas de las deficiencias de Fósforo en este cultivo se debe a la baja disponibilidad del elemento en los suelos tropicales (Arab, 2001).

c. Absorción

La nutrición fosforada de la palma de aceite se realiza a partir de los iones del ácido orto-fosforo, principalmente se absorbe como ion orto-fosfato primario $H_2PO_4^-$, seguido del ion orto-fosfato secundario HPO_4^{2-} (Fundora *et al.*, 1983).

Rodríguez (1982) indica que la mayor absorción de los fosfatos por parte de las plantas depende de los siguientes factores:

1. **Capacidad solubilizadora de las raíces.** Las raíces excretan permanentemente, por sus funciones metabólicas, bióxido de carbono (CO_2) a la solución edáfica, que solubiliza distintos compuestos de las partículas del suelo, mediante la formación de ácido carbónico en la solución ya que éste tiene un poder disolvente.
2. **Tamaño de la raíz.** Un sistema radical desarrollado permite una mayor extracción de nutrientes, principalmente de aquellos pocos móviles.
3. **Capacidad de absorción.** El cultivo de la palma de aceite tiene una mayor capacidad para la absorción de los fosfatos de calcio que otras especies.

3.5.3. Funciones del potasio (K) y síntomas de deficiencia

a. Funciones

El Potasio es importante para el adecuado funcionamiento estomático, por esta razón, las palmas deficientes en Potasio son más susceptibles a la sequía (Mite, Carillo y Espinoza, 1999).

El Potasio ayuda en el transporte de los productos de la fotosíntesis, la activación de enzimas y la síntesis de aceite (Rankine y Fairhurst, 1999).

El K^+ es el catión más importante no solamente por su contenido en los tejidos de la palma de aceite, sino también por su participación en funciones fisiológicas y bioquímicas (Mutert, 1998).

b. Deficiencias

El síntomas más común de deficiencia de Potasio son las manchas anaranjadas (moteado) que se inician con el desarrollo de puntos irregulares de color amarillo pálido en los folíolos de las hojas viejas, finalmente estos puntos se juntan y se vuelven necróticas (Mutert, 1998).

La deficiencia de Potasio es común, ya que es un elemento móvil en la hoja y se pierde en épocas de lluvia intensa (Tarmizi y Mohd, 2006).

3.6. Establecimiento, Manejo y Mantenimiento de viveros

a. Material Genético

Raygada (2005), menciona que la selección del material a sembrarse es muy importante, para asegurar altos rendimientos y calidad en el aceite, de modo que hagan rentable el cultivo de la Palma, considerando que una planta produce, económicamente durante 25 años.

La semilla germinada es la forma más común de propagación procedente de Costa Rica (ASD) o África (CIRAD, los cuales son híbridos que tienen alto potencial de producción y cuyas bondades constituyen garantía de buena rentabilidad, estos son los híbridos téneras, (cruce Dura por Pisífera).

Entre las características de la semilla certificada de Palma tenemos:

- Un alto grado de pureza (sobre 95 %).
- Porcentaje de germinación (sobre 85 %).
- Alta productividad en racimos (28 a 30 Ton/ha/año).
- Alta tasa de extracción de aceite (TEA: 25 %).
- Precocidad en el inicio de la producción: 30 a 32 meses de la siembra definitiva.
- Crecimiento lento en la altura del tallo: 40 a 45 cm/año.
- Resistencia a las enfermedades endémicas en la zona de instalación.

Para una hectárea, se necesita 200 semillas germinadas, después de un proceso riguroso de selección, para lograr densidad de siembra de 143 plantas por hectárea, (9.0 m x 9.0 m entre plantas).

Los productores ofrecen tres tipos de semillas procesadas: semillas secas (sin ningún proceso de germinación), semillas pre-germinadas (60-80 días de calentamiento a 38-40 °C) y semillas germinadas. Los palmicultores prefieren comprar semillas pre - germinadas o totalmente germinadas.

Las semillas germinadas, no requieren ningún tipo de tratamiento, pero hay que tener cuidado de que no se lesionen los embriones ya germinados. El proceso de germinación dura aproximadamente 21 días, a 38-40 ° C. Estas semillas no podrán estar sin ser sembradas más de 8 días.

b. Establecimiento del vivero

Raygada (2005), menciona que el objetivo de establecer un vivero es el de producir la cantidad adecuada de plántulas de calidad y al menor costo, con fines de la propagación de la especie. La selección oportuna de plántulas sanas y bien conformadas para su trasplante a campo definitivo, trae como consecuencias el inicio precoz de la producción de racimos.

Quencez (1982), estima que 1 ha de vivero, con un espaciamiento entre plantas de 70 cm al tresbolillo, tendría 18000 plántulas, lo que sería suficiente para una plantación de palma aceitera de 100 ha, con 9 m entre plantas, al tresbolillo.

c. Ubicación del terreno para vivero

Rankine y Fairhurst (1998), afirman que debe ser de fácil acceso, próximo a una fuente de agua corriente y limpio, para asegurar el riego del vivero, así como deberá estar cerca del área de siembra definitiva. El terreno debe ser de topografía plana y un tanto elevada para evitar inundaciones.

d. Dimensión del vivero

Rankine y Fairhurst (1998), mencionan que el área del vivero y el área de la plantación definitiva, están en una relación que depende de la densidad de siembra; así, para sembrar 100 ha con una densidad de 143 plantas por ha, se utilizará una hectárea de vivero; para la misma superficie, con densidad de 162 plantas por ha, se precisarán de 1.2 ha de vivero.

e. Suelo para vivero

Raygada (2005), indica que el suelo para el llenado de las bolsas debe ser de textura franca, con buen contenido de materia orgánica, libre de contaminantes, al llenar las bolsas con tierra, deberá evitarse la compactación excesiva, debiendo apisonarla suavemente. Una Tonelada de tierra alcanza para llenar 40 bolsas de vivero de 25 kilos cada una.

Rankine y Fairhurst (1998), afirman que solamente se debe usar suelo de calidad proveniente del horizonte superficial. Las características de suelo para vivero son las siguientes:

1. Suelo libre de contaminantes y de buen drenaje, textura franca con buen contenido de arena que no exceda el 60%. Se debe tamizar el

suelo para remover piedras palos y terrones grandes de suelo compacto (mayor 1 cm de diámetro).

2. No se debe de usar turba en las fundas de vivero. Tampoco se debe de usar suelo que contenga grandes cantidades de residuos orgánicos sin descomponerse.

Cuadro 1: Características del suelo para vivero de palma aceitera.

Características	Rango
pH en agua	>4.5
Contenido de arena (%)	30-60
Contenido de arcilla (%)	25-45
Carbono orgánico (%)	2-3
N total (%)	0.15-0.20
P total Bray 1 (mg/kg)	>25
K intercambiable (cmol/kg)	>0.2
Mg intercambiable (cmol/kg)	>0.4

Fuente: Rainkine, I.; Fairhurst, T. 1998.

f. Sistema de riego

Antes de la siembra en vivero, se debe instalar un sistema de riego. Existen varios tipos: aspersores aéreos a unos 2 m de altura o tubos enterrados con sistemas de aspersion en la superficie. También se pueden realizar riegos a mano, en caso de que los viveros sean menores de 1 ha. En los viveros permanentes y con mayor presupuesto, se puede utilizar sistema por goteo y de fertirrigación (Raygada, 2005).

g. Bolsas de viveros

Rainkine y Fairhurst (1998), aseguran que las bolsas deben ser de polietileno negro, resistentes a la radiación ultravioleta; con tiempo de duración de 8 a 16 meses en vivero y dimensiones de 40 cm x 45 cm y un espesor de 5-6 micrones; en el tercio inferior de la bolsa, se distribuyen dos hileras con 36 perforaciones, distantes 5 cm entre sí, con un diámetro de 0.5 cm cada una para evacuar excedentes de agua.

h. Llenado de bolsas

Las fundas se llenan hasta cerca del borde, dejando un espacio de aproximadamente de 3 cm, para establecer una cobertura a base de escobajo desmenuzado (fibras del fruto). La práctica reduce el costo de mantenimiento, al evitar el desarrollo de malas hierbas mantiene la humedad por más tiempo, principalmente en época de menor precipitación. Un obrero puede llenar aproximadamente 400 fundas diarias cuando el suelo esta amontonado y alrededor de 200 si tiene que extraer y preparar el suelo (Chávez y Rivadeneira, 2003).

i. Diseño del vivero

Según Raygada (2005), la ubicación de las bolsas se orienta de Sur a Norte, en tres bolillo con calles de 0.60 m x 0.70 m de ancho y la siembra en el vivero será directa y sin sombra (tecnología actual) quedando lista los plantones para el campo definitivo, en el término de 8 a 9 meses.

j. Siembra de semilla germinada

Rankine y Fairhurst (1998), afirman que para la siembra directa en bolsas, las semillas deben presentar claramente diferenciadas la plúmula y la radícula; En el centro de la superficie de la bolsa se hace un orificio con el dedo índice de 2 cm a 3 cm de profundidad y se introduce la semilla con la plúmula hacia arriba, se cubre la semilla con 1 cm de tierra y se compacta suavemente con los dedos para evitar romper el embrión.

Para esta labor, las semillas germinadas deben mantenerse con humedad adecuada evitando su desecación por acción del viento y rayos solares. Un hombre con experiencia puede sembrar entre 2000 a 2500 semillas en un día (Chávez y Rivadeneira, 2003).

Generalmente, el 95% del vivero debe plantarse en fundas estándar de 40 cm x 45 cm y el 5% de las semillas deben plantarse en fundas de 50 x 60 cm para obtener plantas de resiembra, (Rankine y Fairhurst, 1998).

k. Riego en el vivero

El más utilizado y conocido es el riego por aspersión; sin embargo en tecnología de punta se utiliza el sistema de riego por goteo o fertirriego. Si el riego se realiza por aspersión en plántulas del vivero principal se recomienda aplicar de 6 mm a 10 mm por día. De acuerdo a las condiciones ambientales, si la precipitación es mayor de 10 mm diarios, no es necesario regar, caso contrario es esencial (Arias *et al.*, 2009).

Cuadro 2: Necesidades de riego en vivero

Edad de la plántula en meses	Agua sobre la superficie (mm)	ml/bolsa/día
0-6	6	300
5-8	8	400
8-14	10	500

Fuente: Quesada, 1997.

I. Fertilización en vivero

Raygada (2005), menciona que la plántula durante el primer mes de crecimiento se nutre de las reservas contenidas en la semilla, al agotarse esta es necesario suministrarles los nutrientes mediante un programa de fertilización que satisfaga las necesidades en forma apropiada al desarrollo de la planta.

Durante los dos primeros meses de edad, la fertilización de las plántulas será foliar, a base de urea diluida, las aplicaciones se iniciaran a partir de que las plántulas muestren su primera hoja, hasta que la solución escurra por las hojas, inmediatamente después se debe regar las plantas a mano.

El fertilizante debe ser aplicado al suelo de la bolsa en una franja ancha alrededor de la planta, evitando el contacto con el follaje o con la raíz, para evitar posibles quemaduras en ambos.

Cuadro 3: Programa de fertilización en vivero de palma aceitera.

Edad de Plantones (meses)	FERTILIZANTES (gr/planta)				
	Urea	SPT	KCI	Kieserita	Fertivagra
1 a 1.5	250*	-	-	-	-
2	350*	-	-	-	-
2.5	350*	-	-	-	-
3	2,5	5	-	-	-
4	5	5	-	-	-
5	5	5	-	10	-
6	10	10	-	-	-
7	10	10	5	-	1
8	10	10	5	30	-
9	25	10	5	25	-
10	25	10	5	-	-

Fuente: Palma del Espino S.A.

Nota: (*) en 200 L de agua, aplicación para 500 plantas

m. Mantenimiento del vivero

Burbano (2012), menciona que hasta los dos o tres meses de edad se realizaran deshierbes manuales en las superficies de las bolsas para luego acondicionar una capa de una pulgada de espesor de “mulch” alrededor de la planta dejando libre el tallito.

El “mulch” controla el crecimiento de malezas, mantiene la humedad, protege la semilla de la erosión por riego o lluvia, y mejora las condiciones del suelo en provecho de la planta.

Según Jacquemard y Boutin (2008), mencionan que para el deshierbo de la superficie del terreno alrededor de las bolsas se aplicarán herbicidas, porque manual, aparte de no ser eficiente es más costoso, una aplicación cada dos meses mantiene limpio el vivero.

El tratamiento con herbicida debe realizarse en ausencia de viento, sin aplicar sobre las hojas ni sobre las bolsas es necesario interrumpir el riego durante las 48 horas posteriores a la aplicación. Para esta labor, se debe utilizar preferiblemente ametrina a razón de 3 kg/ha de i. a. en 300 l de agua. Su eficacia es de 3 meses.

n. Sanidad vegetal en vivero de palma

Raygada (2005), si en los viveros se cumple con un buen programa de fertilización, si están limpios y drenados y si el agua utilizada para el riego es limpia y corriente, la incidencia de plagas y enfermedades será mínima.

De todos modos es conveniente la ejecución de programas de vigilancia y control para prevenir los daños. En los primeros meses es frecuente la presencia del “gusano cogollero” (*Spodoptera* sp.) el que puede controlarse mediante recojo manual de larvas, si esto no es suficiente se procederá a la aplicación de químicos, (Rankine y Fairhurst, 1998).

En América se debe mencionar la antracnosis muy frecuente y una virosis (mosaico): el anillo clorótico. Además estos hongos complejos que provocan la Antracnosis son muy frecuentes y muy a menudo son asociados a un exceso de sombra y humedad.

Las enfermedades cryptogamicas foliares, si no están controladas pueden tener una incidencia muy desfavorable sobre el crecimiento de las plantas y provocan secamientos foliares; las más importantes se deben a Cercospora (manchas pardas anaranjadas o marrón sobre las hojas viejas y secamiento de éstas) y la Curvularia (manchas redondas pardas anaranjadas sobre todas las hojas). El material o equipos de tratamiento antifúngicos debe llevar en forma legible y grande la mención: “Fungicida vivero” (Jacquemard y Boutin, 2008).

o. Selección de plantas en vivero

Raygada (2005), menciona que esta labor es muy importante, se trata de seleccionar las mejores plantas, para obtener la mayor producción durante 25 años, evitar que plantones de mala calidad lleguen a campo definitivo.

Se descartan para la siembra definitiva todas aquellas plantas que tengan apariencia anormal del patrón de crecimiento que caracteriza a una misma progenie. El descarte estimado puede llegar de 20% a 25% sobre el total de plantones emergidos en el vivero.

Estos descartes se realizan en tres oportunidades (3, 6 y 8 meses de edad), en este grupo se identifican aquellas de crecimiento plano con hojas cortas, plantas dobles, de crecimiento erecto (rígidas), de hojas enrolladas (por semilla mal sembrada), de crecimiento exuberante, con folíolos delgados o muy anchos, muy dañadas por insectos, hongos, etc.

p. Preparación de las plantas de vivero para el trasplante

Según Raygada, 2005, las plantas están listas para el trasplante a campo definitivo cuando han cumplido los 8-9 meses de edad. Sin embargo, según Urdaneta, 2002, están listas a los 12-13 meses. En cualquier caso, ambos autores coinciden en que una planta está lista para el transplante cuando presenta una altura de 1-1.2 metros, 12-14 hojas funcionales y totalmente pinnadas que forman un ángulo de 45 grados, aproximadamente. Jacquemard y Salas (2008), señalaron que una plántula normal de 8 meses para ser trasplantada debe tener como mínimo de 7 o 8 hojas/planta.

3.7. Requerimiento de fertilizante durante la etapa de vivero de la palma

Bernal (2001), cita al N, P, K y Mg como nutrientes que mayormente consume la Palma Aceitera durante la fase de vivero; sin embargo, recalca que el uso de micro elementos, especialmente boro, azufre, zinc y cobre, resulta altamente provechoso.

La palma de aceite, no tiene un requerimiento alto de P, si se compara con N y K, sin embargo requieren atención especial, durante el desarrollo inicial (vivero), por qué es un componente importante en los procesos fisiológicos de respiración y nutrición (León, 1998).

Bohórquez (1991), indica que sobrepasar las dosis requeridas por las plantas resulta antieconómico ya que puede causar trastornos en el crecimiento de las plantas, predisponerlas al ataque de insectos y enfermedades (especialmente N), hacerlas menos resistentes a la sequía y desarrollarse serios síntomas de deficiencia y toxicidad que se manifiestan en las hojas.

3.8. Fertilizantes minerales utilizados en viveros de Palma Aceitera y frecuencia de aplicación

De acuerdo con Tang, Nazeeb y Loong, (2000), las fuentes de nutrición mineral en el cultivo se pueden agrupar en fertilizantes "simples", las mezclas, los compuestos, los fertilizantes de lenta liberación y los subproductos fertilizantes/orgánicos, los que más utilizados son los fertilizantes simples, los que proporcionan un solo elemento por que permiten una aplicación más precisa para cumplir con los requisitos de nutrición de las plantas y un mejor balance de nutrientes.

En cuanto a la frecuencia de aplicación, Hang y Sharma (2000), indican que las aplicaciones oportunas, frecuentes y adecuadas son importantes ya que aseguran que una provisión estable de nutrientes esté disponible para las palmas jóvenes para que el crecimiento y la vitalidad no se comprometan.

3.9. Recomendaciones de fertilización para viveros de Palma Aceitera

Castillo (2002), sostiene que no existe una receta única para la fertilización de la Palma Aceitera en su etapa de vivero, y que esta depende principalmente de la calidad del suelo y del sistema de riego. Para el número de hojas el valor más alto correspondió a (304 mg P/kg de suelo) con 11.16 hojas emitidas a los 210 días después de la siembra, mientras que el valor más bajo lo tubo la dosis de (760 mg de P/kg de suelo) con 10.75 hojas (Bravo, 2011).

Castillo (2010), menciona en su artículo de experiencias de la empresa Aceites Manuelita S.A-Colombia, que al aplicar Sulfato de amonio (25%N, 16%S), Foskfer (52% P₂O₅, 35% K₂O) a dosis de 61.25 N; 67,46 P₂O₅ y 60.29 de K₂O obtuvieron a los 286 días después de la siembra plántulas con alturas de 80 cm, diámetro de tallo de 11.5 cm y con 17 hojas.

Alvares y Bravo (2005), recomiendan efectuar aplicaciones en fase de vivero, 40 g de nitrógeno, 20 g de fósforo, 40 g de potasio, incluyendo como fuentes a la urea (46% nitrógeno), al superfosfato triple (46% de P₂O₅) y al Cloruro de potasio (60-62% de K₂O), quienes obtuvieron un diámetro de 42.9 mm para el mejor tratamiento.

Pinedo (2012), menciona que obtuvo mejor resultado con respecto a; altura de planta con promedio de 54.84 cm, diámetro del tallo con promedio de 1.07 cm y número de hojas con promedio de 9.89 hojas/planta empleando la dosis (15N-15P-6K-4Mg). Realizado en 11 meses en el vivero de la Empresa Palmas del Shanusi S.A. con fertilización bajo sistema de riego por goteo.

No solo el fósforo desempeña un papel importante en el desarrollo de la hoja, sino que también se ha establecido que entre mayor sea el contenido de nitrógeno en la hoja, más alto resulta el contenido de clorofila y, por tanto, aumenta la capacidad fotosintética en las plantas y desarrollo (Díaz, 2002).

Por su parte Ramírez y Muñoz (2009), afirman que en su trabajo de investigación al aplicar 23.24 g N, 5.79 g P, 61.40 g K y 17.61 g de Mg de

elemento puro en el híbrido Deli x Nigeria a los 268 DDS obtuvieron 265 g de materia seca total/planta, 10.90 hojas, diámetro de tallo de 5.44 cm/planta, y largo de raquis de 47 cm, en la cual se muestrearon 119 plantas para la toma de estas medidas.

Po su parte Restrepo (1996), propone tres planes distintos de manejo de la fertilización en el vivero de Palma Aceitera:

El primero consiste en aplicar de la cuarta semana de desarrollo de las plántulas los fertilizantes diluidos en agua durante un período de dos meses y luego en forma sólida, haciendo aplicaciones semanales de los productos, empleando Urea, Carbonato de Magnesio, 15/15/6/4 (N, P, K y Mg) y 12/12/17/2 (N, P, K, Mg más Elementos Menores).

El segundo inicia cuando las plántulas tengan 30 días de siembra, considera un mes de aplicación de fertilizantes diluidos en agua y 14 meses de aplicación de fertilizantes sólidos, utilizando Sulpomag, Sulfato de Magnesio, Nitron 30, DAP (18% N y 46% P₂O₅), Boro y 14/14/14/2 (N, P, K y Mg).

El tercero se basa en la aplicación de Carbonato de Magnesio, DAP (18% N y 46% P₂O₅) y 15/15/15/5 (N, P, K y Mg), con una frecuencia mensual teniendo las plantas en el vivero hasta los 13 meses de edad.

Bomers (1973) recopiló algunos resultados de experimentos de fertilización en vivero de Unilever Plantation Group en los que destacan que los fosfatos amónicos (DAP, MAP) suplen adecuadamente el crecimiento general de la palma aceitera hasta los 6 a 8 meses (N y P son los más importantes).

3.10. El fósforo del suelo

Procede solo de la descomposición de la roca madre durante el proceso de meteorización. Su contenido, pequeño en las rocas primitivas o sedimentarias, es notablemente más elevado en las rocas volcánicas, las cuales constituyen la fuente original del P, y en donde se le encuentra sobre todo como inclusiones apatitas (Navarro y Navarro, 2003).

La química del P en el suelo es compleja y está influenciada por muchos factores, esto hace difícil la interpretación de los análisis de suelo. La cantidad de P disponible en el suelo depende del método utilizado en el laboratorio para extraer el elemento de la muestra. Por esta razón, no se deben comparar resultados de análisis de P hechos con diferentes métodos (INPOFOS, 2006).

En la capa arable del suelo puede existir hasta 3000 kg de fósforo pero del cual es asimilable solamente 4 kg. Además el fósforo es poco móvil, y para su movimiento requiere de procesos de difusión, el mismo que es muy lento, de poco alcance y dependiente de la humedad (PPI, 1997)

3.11. Funciones del Fósforo en la planta

El fósforo es un elemento esencial en la vida vegetal debido a su función en la estructura de los ácidos nucleicos y fosfolípidos, nucleoproteínas, fitinas, ADP, ATP, también forma parte del ADN, ARN y ribosomas, razón por la cual es importante para el proceso de división nuclear y celular; y la fotosíntesis (Padilla, 2002).

El fósforo (P) es uno de los 17 nutrientes esenciales para el crecimiento de las plantas. Sus funciones no pueden ser ejecutadas por ningún otro nutriente y se requiere un adecuado suplemento de P para que la planta crezca y se reproduzca en forma óptima (Anónimo, 1999).

a. Absorción y transporte de fósforo

El P penetra en la planta a través de las capas externas de las células de los pelos radiculares y de la punta de la raíz. La absorción también se produce a través de las micorrizas. El P es absorbido por la planta principalmente como ion ortofosfato primario (H_2PO_4^-), y como ion fosfato secundario (HPO_4^{2-}).

Dentro de la raíz, el P puede quedarse almacenado en esta área o puede ser transportado a las partes superiores de la planta. A través de varias reacciones químicas el P se incorpora a compuestos orgánicos como ácidos nucleicos (ADN y ARN), fosfoproteínas, fosfolípidos, enzimas y compuestos fosfatados ricos en energía como la adenosina trifosfato (ATP). El P se mueve en la planta en forma de iones ortofosfato y como P incorporado en los compuestos orgánicos formados.

b. Reacciones de energía en la planta

Los fosfatos de alta energía, que son parte de la estructura química de la adenosina difosfato (ADP) y de la ATP, son la fuente de energía que empuja una multitud de reacciones químicas dentro de la planta.

La transferencia de los fosfatos de alta energía del ADP y ATP a otras moléculas (proceso denominado fosforilación), desencadena una gran cantidad de procesos esenciales para la planta.

c. Fotosíntesis

En este proceso, la energía solar es capturada en la ATP e inmediatamente este compuesto está disponible como fuente de energía para muchas otras reacciones dentro de la planta. Por otro lado, los azúcares formados se usan como bloques para construir otras células estructurales y compuestos para almacenamiento.

d. Transferencia genética

El P es un componente vital de las sustancias que forman los genes y cromosomas. De esta forma, este elemento es parte esencial de los procesos que transfieren el código genético de una generación a la siguiente, proveyendo el mapa genético para todos los aspectos de crecimiento y reproducción de la planta.

El adecuado suplemento de P es esencial para el desarrollo de nuevas células y para la transferencia del código genético de una célula a otra, a medida que se desarrollan nuevas células.

Abundante cantidad de P se acumula en las semillas y en el fruto donde es esencial para la formación y desarrollo de la semilla.

El P es también parte de la fitina, que es la principal forma de almacenamiento de P en la semilla. Un mal suplemento de P puede reducir el tamaño, número y viabilidad de las semillas.

e. Transporte de nutrientes

Las células de las plantas pueden acumular nutrientes en concentraciones mayores a las que están presentes en la solución del suelo que les rodea.

El movimiento de nutrientes dentro de la planta depende en mucho del transporte a través de las membranas de las células, proceso que requiere de energía para contrarrestar las fuerzas de osmosis.

De nuevo aquí, la ATP y otros compuestos fosfatados proveen la energía necesaria para el proceso.

f. Deficiencia de fósforo

Presentan una baja tasa de crecimiento, hojas cortas y número de hojas, pequeño diámetro del tallo y racimos pequeños, la palma aceitera es generalmente eficiente en la utilización del fósforo del suelo y del fertilizante, probablemente debido a asociaciones muy efectivas de micorriza (León, 1998), el crecimiento de la raíz también se reduce marcadamente en condiciones de deficiencia de P, produciendo menor masa radicular para explorar el suelo por agua y nutrientes.

3.12. Características de los fertilizantes a utilizar

3.12.1. Roca fosfórica

Se denomina roca fosfórica (FAO, 2007; Camacho, 2002) a las unidades litológicas y compuestos químicos que presentan alta concentración de minerales fosfatados por procesos naturales, usualmente de la serie apatito-francolita, es también el producto obtenido de la extracción de una mina y del procesamiento subsiguiente de los minerales fosfatados.

a. Uso agrícola

INPOFOS (1997), menciona que cuando un fertilizante fosfatado soluble en agua se añade al suelo, se disuelve rápidamente y reacciona para formar compuestos de baja solubilidad. Cuando la RF se añade al suelo, se disuelve lentamente para liberar gradualmente los nutrientes, pero en algunos suelos, la velocidad de disolución puede ser demasiado lenta para sostener el crecimiento saludable de la planta.

Chein (1995), menciona que para optimizar la efectividad de la RF, deben considerarse los siguientes factores:

- **El pH del suelo:** la RF requiere condiciones ácidas del suelo para ser una fuente de nutrientes efectiva. Generalmente, no se recomienda el uso de RF cuando el pH del suelo es superior a 5.5.
- **Capacidad de fijación de P del suelo:** la disolución de la RF se incrementa con una mayor capacidad de fijación de P del suelo (por ejemplo, con alto contenido de arcillas).

- **Propiedades del suelo:** bajos contenidos de calcio y alta materia orgánica del suelo tienden a acelerar la disolución de la RF.
- **Ubicación del fertilizante:** la aplicación al voleo e incorporación de la RF con labranza acelera la reacción con el suelo.
- **Especies de cultivo:** algunas especies de plantas pueden utilizar mejor la RF debido a la secreción de ácidos orgánicos desde las raíces al suelo adyacente.
- **Tiempo:** debido al tiempo necesario para la disolución de la RF, esta requiere ser aplicada anticipadamente a la demanda de la planta.

b. Roca Fosfórica de Bayovar

Agrosecura-Perú, Roca Fosfórica (www.agrosecura.com.pe visitada el 17 de mayo del 2016) describe que la roca fosfórica (Fosbayovar) es un fertilizante mineral recomendado para fertilizar todo tipo de cultivos, pudiendo ser aplicado directamente en el suelo. Las ventajas agronómicas con que cuenta son: enriquecimiento del suelo, facilita la formación de raíces, estimula la floración y la formación de semillas, es fuente de fósforo natural.

Composición

P_2O_5 : 18% a 22 %.

CaO : 28% a 35%.

CaSO₄ : 4% a 6%.

Micronutrientes como Magnesio, Azufre, Zinc, Hierro, Boro y Manganeseo.

3.12.2. Superfosfato Triple

El superfosfato triple (SPT) fue uno de los primeros fertilizantes fosfatados con alto contenido de fósforo (P) que se utilizó ampliamente en el siglo 20. Técnicamente, se conoce como fosfato diácido de calcio y como fosfato monocálcico [$\text{Ca} (\text{H}_2\text{PO}_4)_2 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$]. Es una excelente fuente de P, pero su uso ha disminuido al volverse más populares otros fertilizantes fosfatados (IPNI, 2015).

a. Producción

El SPT sin granular se produce habitualmente por reacción de roca fosfórica finamente molida con ácido fosfórico líquido en un mezclador de tipo cónico. El SPT granulado se hace de manera similar, pero la suspensión resultante se rocía como un revestimiento sobre pequeñas partículas para construir gránulos del tamaño deseado.

b. Propiedades químicas

Fórmula química: $\text{Ca} (\text{H}_2\text{PO}_4)_2 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$

Contenido de P_2O_5 : 46% y 13-15 % de Calcio (Ca).

P soluble en agua: Generalmente > 90%

pH solución: 1 a 3

c. Uso agrícola

El SPT tiene varias ventajas agronómicas que lo hicieron una fuente de P popular. Tiene el mayor contenido de P de los fertilizantes sólidos que no contienen nitrógeno (N). Más del 90% del P total en el SPT es soluble en

agua, por lo que se vuelve rápidamente disponible para las plantas. A medida que la humedad del suelo disuelve los gránulos, la solución del suelo concentrada se vuelve ácida. El SFT también contiene un 15% de calcio (Ca), proporcionando un nutriente adicional para las plantas.

3.12.3. Fosfato de Amonio

a. Producción

Está formulado a base de una reacción controlada de ácido fosfórico con amoníaco, donde la mezcla caliente se enfría, se granula, y luego se tamiza. El DAP tiene excelentes propiedades de manejo y almacenamiento. El grado estándar del DAP es 18-46-0 y productos fertilizantes con menor contenido de nutrientes no pueden ser etiquetados como DAP (IPNI, 2015).

La cantidad de insumos necesarios para producir una tonelada de fertilizante DAP es de aproximadamente 1.5 a 2 toneladas de roca fosfórica, 0.4 toneladas de azufre (S) para disolver la roca, y 0.2 toneladas de amoníaco. Cambios en la oferta o el precio de cualquiera de estos insumos tendrán un impacto en los precios y disponibilidad del DAP. El alto contenido de nutrientes del DAP es de gran ayuda en la reducción de los costos de manipuleo, transporte y aplicación. El DAP se produce en muchos lugares del mundo y es un producto fertilizante ampliamente comercializado.

b. Propiedades químicas

Fórmula química: $(\text{NH}_4)_2\text{HPO}_4$

Contenido de N: 18%

Contenido de P_2O_5 46%

Solubilidad en agua (20 ° C): 588 g/l

pH solución: 7.5 a 8

c. Uso agrícola

El DAP es una excelente fuente de fósforo (P) y nitrógeno (N) para la nutrición de las plantas. Es altamente soluble y por lo tanto se disuelve rápidamente en el suelo para liberar fosfato y amonio disponible para las plantas. Una característica notable del DAP es el pH alcalino que se desarrolla alrededor de los gránulos en disolución.

Como la disolución de gránulos del DAP libera amonio, el amoníaco volátil puede ser dañino para las plántulas y raíces de plantas cercanas. Este daño potencial es más común cuando el pH del suelo es superior a 7, una condición que comúnmente existe alrededor del gránulo del DAP en disolución.

Bomers (1973), en experimentos de fertilización en vivero destacó que los fosfatos amónicos (DAP, MAP) suplen adecuadamente el crecimiento general de la palma aceitera hasta los 6 a 8 meses (N y P son los más importantes).

IV. MATERIALES Y MÉTODOS

4.1. Ubicación del área experimental

El presente trabajo de investigación se realizó en el vivero de la empresa “Plantaciones de Ucayali S.A.C” (PDU), perteneciente al grupo PALMAS DEL PERÚ. Dicha empresa se encuentra ubicada a 2.5 horas en temporadas secas y de 3 a 3.5 horas en temporadas lluviosas de la ciudad de Pucallpa con distancia de 32.5 km del distrito de Campo Verde, Caserío la Perla de Zanja Seca.

El experimento se ubicó en el bloque I del vivero, cuya ubicación política y geográfica es la siguiente:

a. Ubicación política

Localidad	: Caserío la Perla de Zanja seca
Distrito	: Nueva Requena
Provincia	: Coronel Potrillo
Departamento	: Ucayali

b. Ubicación geográfica :

Altitud	: 189 m.s.n.m.m
Latitud Sur	: 08° 18' 35.5”
Longitud Oeste	: 75° 02' 08.5”

4.1.1. Antecedentes del campo experimental

El trabajo de investigación se realizó en el vivero de la empresa “Plantaciones del Ucayali S.A.C”. Ubicado en el caserío de Zanja Seca, en dicho lugar se viene realizando el manejo de vivero de palma aceitera y la instalación de sembríos de esta a campo definitivo en áreas donde años anteriores, estaban destinados al sembrío de coca, explotación de madera, crianza de ganado vacuno, pequeñas áreas para el cultivo de cacao sin manejo técnico. Gran parte de esta área eran bosques primarios donde aún no hay otras actividades agrícolas.

4.1.2. Características climáticas

Bosque húmedo - Tropical (Bh-T); el clima es caluroso – húmedo, muy tropical propio de la subregión selva baja, se caracteriza por temperaturas regularmente constantes con promedios de 25° C, alcanzando temperaturas máximas de 34° C y mínimas de 19° C, con excepciones puede llegar hasta los 41° C.

La humedad relativa es alta, entre 83 % y 90 %, las lluvias en los meses de octubre hasta abril son muy intensas, y la precipitación anual es de 2500 mm; algunas veces llega a los 4000 mm.

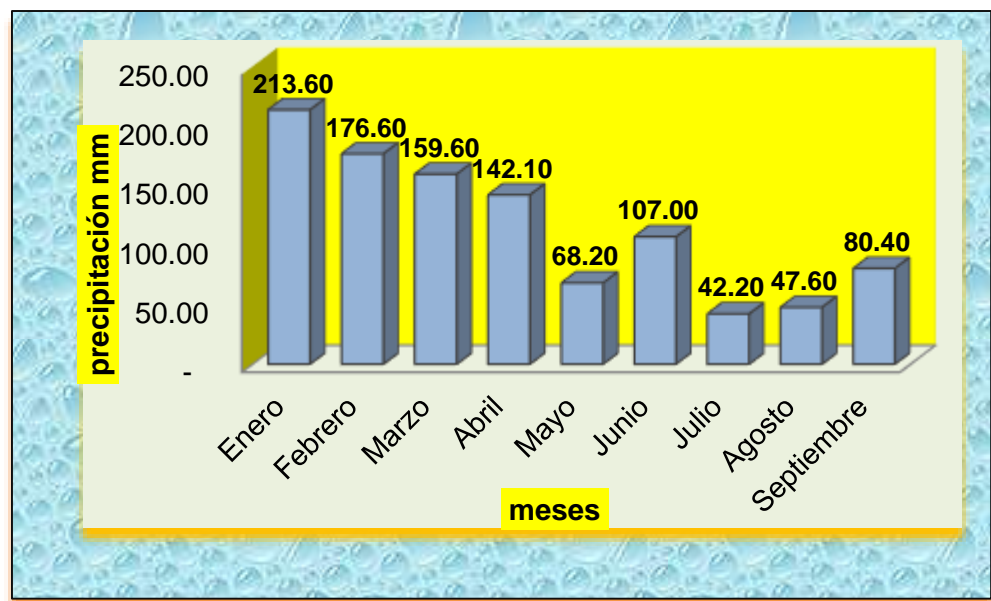
Los datos meteorológicos que se registraron durante el experimento (Enero del 2014 a Septiembre del 2014), se muestran en el cuadro 4.

Cuadro 4: Condiciones climáticas durante la ejecución del proyecto

MES	Temperatura media mensual (°C)	Precipitación mensual (mm)	Humedad relativa %
Enero	25.80	213.60	90.87
Febrero	25.60	176.60	93.12
Marzo	25.30	159.60	93.65
Abril	25.70	142.10	91.76
Mayo	25.30	68.20	93.68
Junio	25.40	107.00	91.29
Julio	24.30	42.20	91.59
Agosto	25.00	47.60	87.22
Septiembre	26.44	80.40	74.84
Total	228.84	1037.30	808.02
Promedio	25.43	115.26	89.78

Fuente: Estación meteorológica de "Plantaciones de Ucayali S.A.C" (2014)

Grafico 1: Distribución de la precipitación mensual (mm).



Fuente: Estación meteorológica "Plantaciones de Ucayali S.A.C." (2014)

4.1.3. Características edáficas

Suelo franco-arenoso con pH de 4.8 muy fuertemente ácido, se encuentra dentro de los rangos, materia orgánica (3.44 %), se puede indicar que por la acidez existan microorganismos pero no son eficientes en la descomposición de la M.O, debido a esto la mineralización es lenta. Además del nitrógeno (0.15%), que es normal, el fósforo (7.51 ppm), indica más para bajo que medio y el potasio (384.62 kg/ha) que se muestra dentro de lo normal.

Cuadro 5: análisis físico químico del suelo



UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA DE LA SELVA

TINGO MARIA

Facultad de Agronomía - Laboratorio de Análisis de Suelos

analisisdesuelosunas@hotmail.com

ANÁLISIS DE SUELOS



Cod. Lab	USUARIO	PROCEDENCIA	ANÁLISIS MECÁNICO				pH	M.O.	N	P	K ₂ O	CIC	CAMBIABLES Cmol(+)/kg						CICe	%	%	%			
			Arena	Arcilla	Limo	Textura							Ca	Mg	K	Na	Al	H					Bas. Camb.	Ac. Camb.	Sat. Al
			%	%	%																				
795	PLANTACIONES UCAYALI SAC	B3	52.24	15.04	32.72	Franco Arenoso	4.80	3.44	0.15	7.51	348.62	---	4.96	1.58	---	---	0.29	0.11	6.95	94.17	5.63	4.18			

Fecha: Martes, 13 de Agosto de 2013

Recibo N°: DEPOSITO BANCARIO 56714563

Muestreado por: El solicitante



4.2. Metodología

4.2.1. Diseño y características del campo experimental

a. Diseño del experimento

Para la ejecución de este trabajo se utilizó el, “DISEÑO DE BLOQUES COMPLETAMENTE AL AZAR (DBCA)”, el cual consta de tres bloques con cuatro tratamientos, tres repeticiones por tratamiento y ciento veinte unidades experimentales, teniendo un total de mil cuatrocientos unidades experimentales.

Cuadro 6: Distribución de tratamientos/bloques en vivero de palma aceitera (*Elaeis guineensis* Jacq.)

BI				BII				BIII			
T2	T4	T1	T3	T1	T3	T2	T4	T3	T2	T4	T1

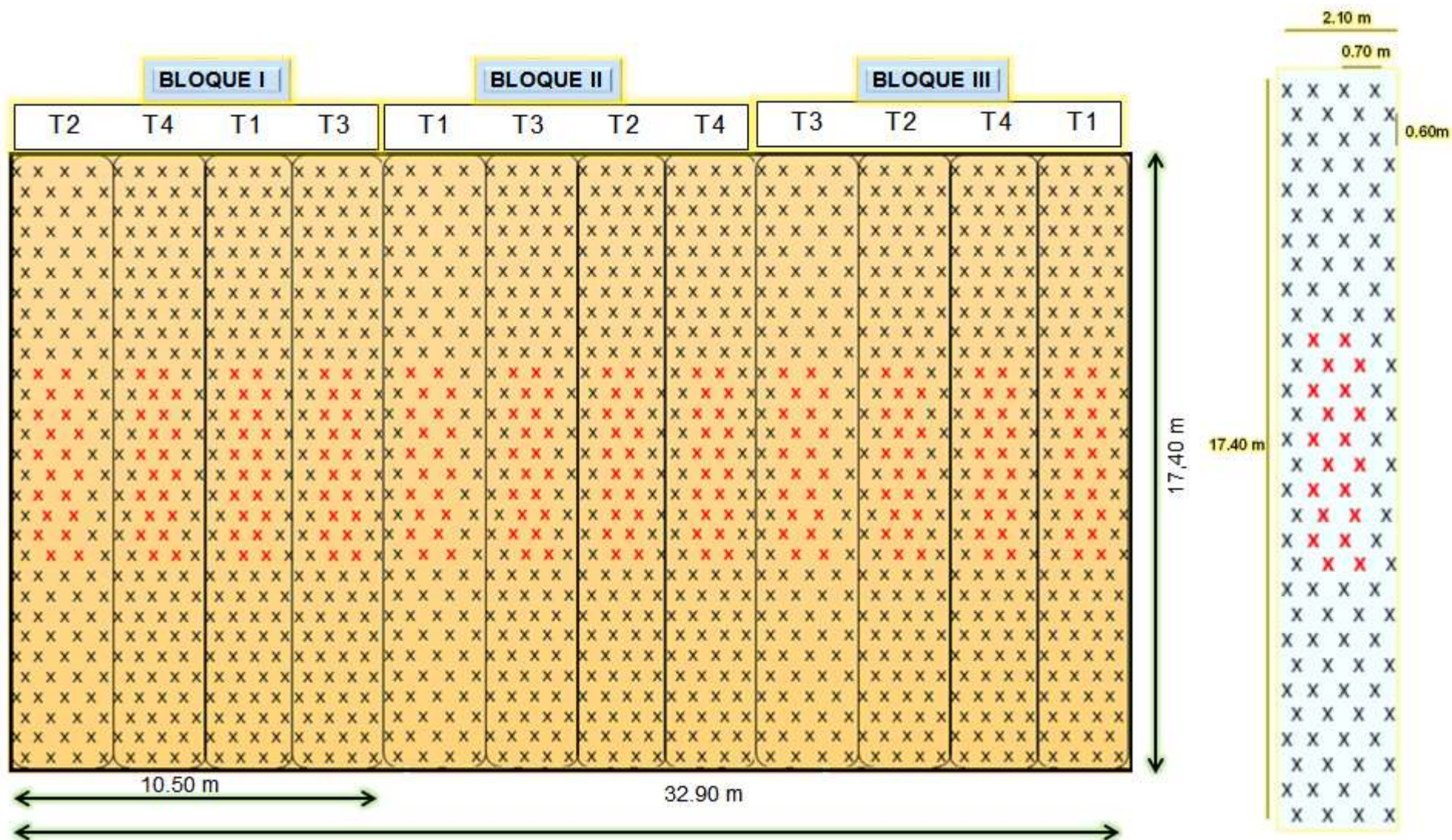
b. Análisis de varianza del experimento

Para el análisis de varianza se utilizó la técnica de análisis de varianza (ANVA), la Prueba Tukey al 5 % y el coeficiente de variabilidad (CV).

Cuadro 7: ANVA para las dosis de aplicación de fertilizantes fosforados en la etapa de vivero de palma aceitera.

Fuente de variabilidad	GL.
Bloques (r-1)	$3 - 1 = 2$
Tratamiento (t-1)	$4 - 1 = 3$
Error (t-1)(r-1)	$3 \times 2 = 6$
Total (rt-1)	$12 - 1 = 11$

c. Características del campo experimental



4.2.2. Tratamientos

Para los tratamientos en estudio se empleó tres fuentes de fertilización fosforada a base de Fosfato di Amónico (DAP), Roca fosfórica (RFB) y Superfosfato Triple (SPT) con cuatro dosis las cuales se muestran en el siguiente cuadro:

Cuadro 8: Dosis de fertilizante (N, P, K) para la aplicación de 120 plantas por tratamiento.

Tratamientos	DOSIS PARA 120 PLANTAS /TRATAMIENTO (g)				
	Urea g	Fuentes Fosforadas g			Cloruro de Potasio g
		DAP	RFB	SPT	
T1	6000	6000	-----	-----	3000
T2	6000	-----	11200	-----	3000
T3	6000	-----	-----	4800	3000
T4	6000	6600	-----	-----	3000

Dónde:

T1: Tratamiento 1, Testigo (23N- 23P- 15K): Dosis aplicada por la empresa "Plantaciones del Ucayali S.A.C."

T2: Tratamiento 2 (menos 10% que el T1).

T3: Tratamiento 3 (menos 20% que el T1).

T4: Tratamiento 4 (más 10% que el T1).

4.2.3. Conducción del experimento

El trabajo de investigación se ubicó en el área del vivero del BLOQUE I, en el vivero de la empresa “Plantaciones del Ucayali S.A.C.” –Caserío la Perla de Zanja Seca, en el cual se realizaron las siguientes actividades:

a. Análisis del suelo

Con el fin de conocer las características físicas y químicas del suelo, se tomaron muestras a 0.20 cm de profundidad, obtenidas las muestras se enviaron al Laboratorio de Suelos de la Universidad Nacional Agraria de la Selva - Tingo María. Los resultados se muestran en el cuadro 5.

b. Preparación del sustrato

Esta labor se realizó el 20 de diciembre del 2013 la que consistió en rastrear la capa arable del suelo para usarlo como sustrato utilizando un tractor agrícola con implemento de disco, dicha labor dejó al suelo más suelto y libre de terrones grandes y así facilitar la manipulación de la tierra para el llenado de las bolsas.



Imagen 1 y 2: Preparación (rastreo) del sustrato para el llenado de las bolsas.

c. Llenado de bolsas

Se realizó el 21 de diciembre del 2013, con el suelo rastreado, para esta labor se utilizaron bolsas de polietileno de color negro (de 45cm x 45cm con espesor de 0.5 mm, con 36 orificios) resistentes a la radiación ultravioleta, las bolsas se llenaron manualmente con el apoyo de una pala dejando un espacio de 3 cm del borde para ser llenadas con escobajo.



Imagen 3: Llenado de bolsas

d. Distanciamiento de las bolsas

Labor realizada el 6 de Enero del 2014 teniendo en cuenta la orientación del sol, Este a Oeste. Para facilitar el alineado y distanciamiento se utilizó una cuerda de color blanco, en la cual se marcó con pintura roja puntos cada 60 cm como referencia de ubicación de las bolsas, utilizando la cuerda se la amarró en ambos extremos en estacas para que sirva como guía principal de alineado, además para colocar la siguiente fila se hacía uso de una Wincha para medir cada 70 cm entre filas. La alineación de las fundas es con la técnica de tres bolillos para lograr una mayor densidad y aprovechar mejor el espacio.



Imagen 4 y 5: Distanciamiento de bolsas realizado el 6 de Enero del 2014.

e. Delimitación del campo experimental

Esta labor se realizó el 12 de enero del 2014, se procedió hacer la delimitación del área de ejecución del experimento, en la cual se distribuyeron 3 repeticiones con 4 tratamientos por repetición, con 120 bolsas por tratamiento, haciendo total de 12 tratamientos y 1440 bolsas.

f. Remoción y humedecimiento de suelo en las bolsas

La remoción del suelo se realizó el 13 de Enero del 2014, con la ayuda de un jalón con punta de madera rolliza picando con suavidad las bolsas con uno de los extremos del jalón, la aplicación de riego a las bolsas se realizó de forma manual por la mañana del día en que se realizó la siembra.

g. Limpieza del ambiente de recepción de semillas

Esta labor fue realizada el 13 de Enero del 2014, un día antes de la llegada de la semilla a la plantación, ya que la semilla requiere de un ambiente limpio, ventilado, espacioso y ordenado para el reposo y llegada de esta, al cual deben entrar solo personal autorizado.

h. Recepción de semillas de palma (Deli x Nigeria)

Realizada el 14 de Enero del 2014, se contó con la supervisión de un representante del SENASA, supervisor del vivero y el capataz, en la cual se escogió al azar una caja de semilla para verificar los cruzamientos y los aspectos externos en que estas llegan.



Imagen 6: Llegada de la semilla.



Imagen 7: Verificación de los aspectos externos de la semilla.

i. Siembra

Se realizó el 14 de Enero del 2014, con personas instruidas en la identificación de la plúmula y la radícula, usando los dedos se hizo un hoyo de 1 cm a 2 cm en la parte céntrica de la bolsa y se colocó la semilla con la radícula hacia abajo, enterrándola y apisonándola suavemente.



Imagen 8: Siembra de la semilla DELI x NIGERIA en la bolsa distanciada.



Imagen 9: Forma correcta de siembra de la semilla, plúmula hacia arriba.

j. Sistema de riego y drenaje

Se empleó el sistema de riego por aspersión, una hora de riego en la mañana y otra hora en la tarde, cuando llovía esta labor era suspendida y se drenaba los excedentes de agua de la superficie de la bolsa.



Imagen 10: Sistema de riego por aspersión.



Imagen 11: Riego de plántulas de 7 meses.

k. Porcentaje de emergencia

El porcentaje de emergencia se calculó el 14 de febrero del 2014, después de 31 días de haberse realizado la siembra; la cual consistió en la observación del número de plántulas emergidas en cada uno de los tratamientos y por bloques.



Imagen 12 y 13: Evaluación del porcentaje de emergencia a los 31 D.D.S.

4.2.4. Labores culturales

a. Aplicación de fertilizantes

Esta actividad se realizó a partir del 14 de Marzo del 2014 a 31 días después de la siembra (D.D.S), las aplicaciones se realizaron todos los días 14 de cada mes hasta el 14 de Septiembre del 2014, en forma circular aproximadamente a 3 cm de la base del tallo para no quemar a la planta y mejor absorción de nutrientes.



Imagen 14: Segunda aplicación de fertilizantes a los 90 D.D.S.



Imagen 15: Aplicación de fertilizantes a 3 cm de la base del tallo.



Imagen 16: Sexta fertilización a los 181 D.D.S.



Imagen 17: Plántulas fertilizadas a los 181 D.D.S.

La aplicación de los fertilizantes (Urea, DAP y KCl) para el tratamiento 1 (T1) se tomó como referencia el cuadro de aplicación que realiza la Empresa "Plantaciones de Ucayali"; y para los demás tratamientos tal como se describe en los cuadros hasta completar los ocho meses.

Cuadro 9: Programa de fertilización para el T1 (testigo)

TRATAMIENTO 1 = Testigo			
D.D.S	FERTILIZANTES g/planta		
	Urea	DAP	KCI
31	---	---	---
61	5	5	---
90	5	5	---
120	5	5	5
151	5	5	5
181	10	10	5
213	10	10	5
243	10	10	5
TOTAL	50	50	25

Cuadro 10: Programa de fertilización para el T2 (-10% del testigo).

TRATAMIENTO 2 (-10% del T1)			
D.D.S	FERTILIZANTES g/planta		
	Urea	RFB	KCI
31	---	---	---
61	5	20	---
90	5	20	---
120	5	14	5
151	5	10	5
181	10	10	5
213	10	10	5
243	10	10	5
TOTAL	50	94	25

Cuadro 11: Programa de fertilización para el T3 (-20% del testigo).

TRATAMIENTO 3 (-20% del T1)			
D.D.S	FERTILIZANTES g/planta		
	Urea	SPT	KCI
31	---	---	---
61	5	4	---
90	5	5	---
120	5	5	5
151	5	6	5
181	10	6	5
213	10	6	5
243	10	8	5
TOTAL	50	40	25

Cuadro 12: Programa de fertilización para el T4 (+10% del testigo).

TRATAMIENTO 4 (+10% del T1)			
D.D.S	FERTILIZANTES g/planta		
	Urea	DAP	KCI
31	---	---	---
61	5	5	---
90	5	6	---
120	5	6	5
151	5	6	5
181	10	12	5
213	10	10	5
243	10	10	5
TOTAL	50	55	25

b. Control de malezas

Se realizó manualmente durante los dos primeros meses. Al tercer mes se empezó con la aplicación de herbicida (Glifosato) a una distancia de 10 cm a 15 cm del suelo entre las calles de las plántulas alineadas, evitando cualquier contacto del herbicida con cualquier parte de la planta.

Para la dilución se utilizó 1.5 l/200 l de agua, con una mochila de 20 litros de capacidad, las personas que llevaron a cabo esta labor estaban capacitadas en la manipulación de los productos químicos que se utilizaron y además contaban con la indumentaria de protección.



Imagen 18: Control manual de malezas.



Imagen 19: Aplicación de herbicida (glifosato).

c. Aplicación de fibra

La aplicación de fibra o escobajo se realizó el 17 de mayo del 2014. Esta labor se hizo con la ayuda del personal de trabajo de vivero de la plantación. Dicha aplicación es de mucha importancia ya que nos reduce el costo de mantenimiento, al evitar el crecimiento malezas y mantiene la humedad del suelo por más tiempo, evita la volatilización de fertilizantes como la gurea principalmente en épocas de verano.



Imagen 20: carguío de fibra para su aplicación.



Imagen 21: Aplicación de fibra a 4 meses de edad de las plántulas.

d. Control fitosanitario

Para el control de plagas, se realizó aplicaciones de insecticidas o recojo manual de insectos plagas de acuerdo al resultado de las evaluaciones ("Rutina de evaluación de plagas y enfermedades-vivero), la cual consiste en revisar planta por planta.

El gusano cogollero (*Spodoptera* sp.), plaga que causa mayor daño en estado larval, defoliando el cogollo de la palma. Se controló con insecticida Campal y adicionando como fungicida Benzomil para prevenir el ataque de hongos (*Cercospora* sp.).



Imagen 22: Control fitosanitario con insecticida Campal y fungicida Benzomil.



Imagen 23: Aplicación dirigida al cogollo de la planta, lugar donde se encuentra la

e. Selección y eliminación de plántulas

Esta labor se realizó a los (3, 6 y 8 meses de edad), se eliminó las plantas que presentaron las características siguientes (pequeñas en comparación con el promedio general, con hoja cloróticas, mal sembradas, deformes, albinas, dañadas por plagas, hojas con los folíolos muy separados o muy pegados, hojas no pinnadas, hojas nuevas muy cortas.

El % máximo de eliminación de plantas en la campaña no debe de ser mayor al 25 %, se eliminaron 4 plantas en total.



Imagen 24: Vista de plántulas dobles.



Imagen 25: Eliminación de plántulas dobles.



Imagen 26: Plántula pequeña y hoja muy fina en comparación a la imagen 24 y 25.



Imagen 27: Plántula a eliminar por tener la hoja enrollada.

4.2.5. Variables evaluadas

a. Altura de plántulas

Para la evaluación de esta se utilizó una wincha de 5 m de largo, se procedió a medir desde el nivel de la base del suelo de la bolsa hasta el ápice de la hoja número 2 a cada una de las plantas destinadas a ser evaluadas por cada tratamiento, se realizaron mediciones mensualmente.



Imagen 28 y 29: Medición de altura de plántulas de 3 meses de edad.

b. Longitud de hoja

La medición de esta variable se realizó en la hoja N° 2 de cada una de las plantas seleccionadas de cada tratamiento, desde la intersección de la base peciolar hasta el ápice, haciendo uso de una wincha de 5 m. Esta variable se midió los 8 meses que duro el trabajo de investigación.



Imagen 30: Evaluación de longitud de hoja a los 8 meses de edad.

c. Número de hojas/planta

Se procedió a realizar el conteo de hojas de cada una de las 20 plantas en evaluación de cada tratamiento, al mes después de la siembra, estas evaluaciones se realizaron mensualmente hasta la culminación del trabajo de investigación.



Imagen 31: Evaluación de número de hojas a 8 meses de edad.

d. Diámetro del tallo

Mediante el uso de vernier electrónico, se midió el diámetro del tallo de cada una de las 20 plántulas en estudio (unidad experimental) de cada tratamiento, la primera evaluación se realizó al tercer mes después de la siembra de las semillas, posteriormente las evoluciones se realizaron de manera mensual hasta la finalización del trabajo de investigación.



Imagen 32: Evaluación del diámetro de tallo.

e. Número de raíces

Para el conteo del número de raíces se hizo en 12 plantas sacrificadas, extrayendo una planta por tratamiento en cada uno de los bloques, el criterio que se tomó fue contar las raíces principales de las 12 plantas.

f. Longitud de raíces

Esta evaluación se realizó al culminar el trabajo de investigación se utilizó una wincha de 5 m de longitud, se empezó a medir cada una de las 12 plantas sacrificadas, la medición se hizo en la raíz más larga (desde la base del tallo hasta la parte terminal).



Imagen 33: Medición de longitud de raíz. Imagen 34: Conteo de número de raíces.

g. Peso total de materia seca en gramos

Después que se realizó el peso fresco, se procedió a cortarlos por separado (raíz, tallo y biomasa), en el caso del tallo y la biomasa se secó en una estufa a 70° C durante 48 horas, luego se realizó su respectivo peso. En el caso de las raíces se secó en la estufa a 40° C durante 48 horas.

V. RESULTADOS

5.1. Altura de planta

Cuadro 13: Anva para la altura de planta en cm a los 260 D.D.S.

F.V	G.L	S.C	C.M	F.C	F.t 0.05-0.01
Bloques	2	41.16	20.58	8.16	5.14 – 10.32 *
Tratamientos	3	137.62	45.87	18.20	4.76 – 9.75 **
Error	6	15.14	2.52	-	-
Total	11	193.92	0		

** : Altamente Significativo

* : Significativo

C.V: 1.90%

R²: 92.19%

X: 83.68 cm

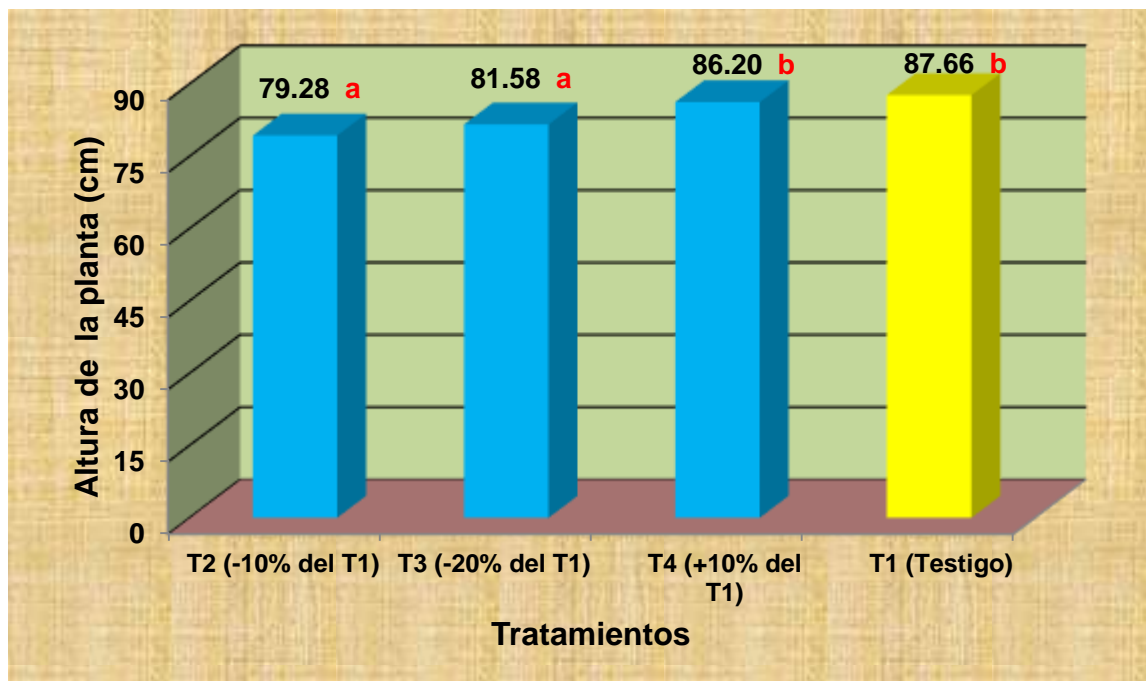


Gráfico 2: Prueba de Tukey ($\alpha = 0.05$) para los promedios de tratamientos respecto a la altura de planta a 260 D.D.S.

5.2. Longitud de hoja

Cuadro 14: Anva para la longitud de hojas en cm a los 260 D.D.S.

F.V	G.L	S.C	C.M	F.C	F.t 0.05-0.01
Bloques	2	15.54	7.77	3.47	5.14 – 10.32 N.S
Tratamientos	3	58.28	19.43	8.67	4.76 – 9.75 *
Error	6	13.42	2.24	-	-
Total	11	87.24	0		

*: Significativo

N.S: No Significativo

C.V: 2.30%

R²: 84.61%

X: 65.05 cm

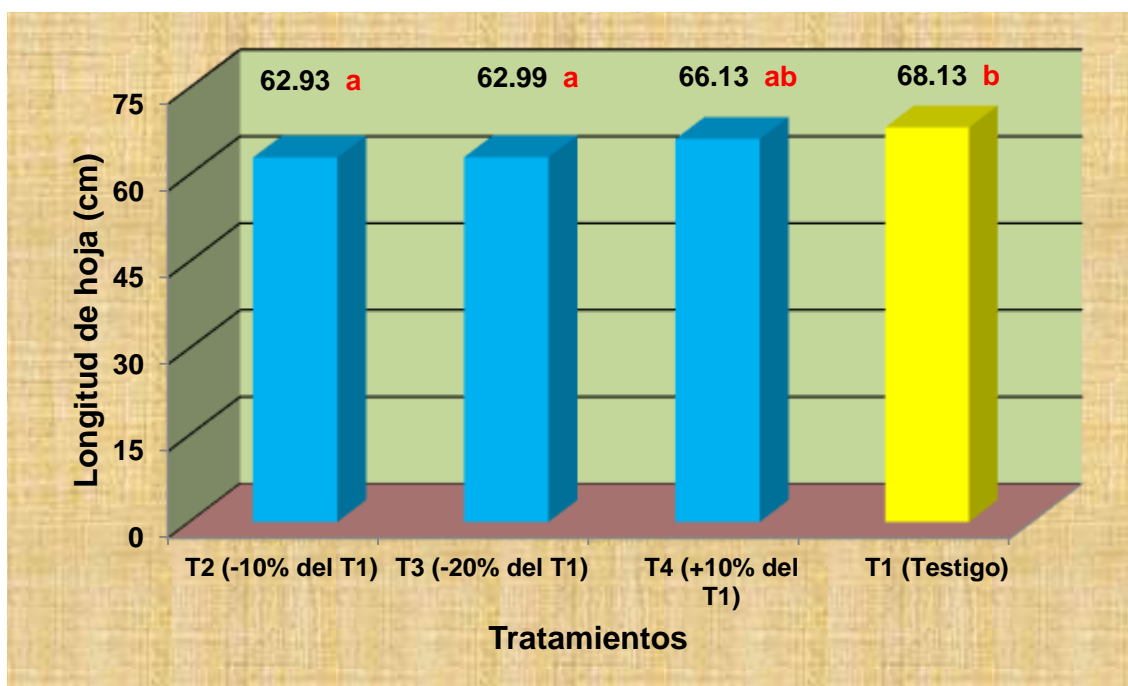


Gráfico 3: Prueba de Tukey ($\alpha = 0.05$) para los promedios de tratamientos respecto a longitud de hoja a 260 D.D.S.

5.3. Número de hojas/planta

Cuadro 15: Anva para el número de hojas/planta a los 260 D.D.S.

F.V	G.L	S.C	C.M	F.C	F.t 0.05-0.01
Bloques	2	0.42	0.21	2.58	5.14 – 10.32 NS
Tratamientos	3	1.27	0.42	5.25	4.76 – 9.75 *
Error	6	0.49	0.08	-	-
Total	11	2.18	0		

*: Significativo

N.S: No Significativo

C.V: 2.02%

R²: 77.53%

X: 14.14 hojas/planta

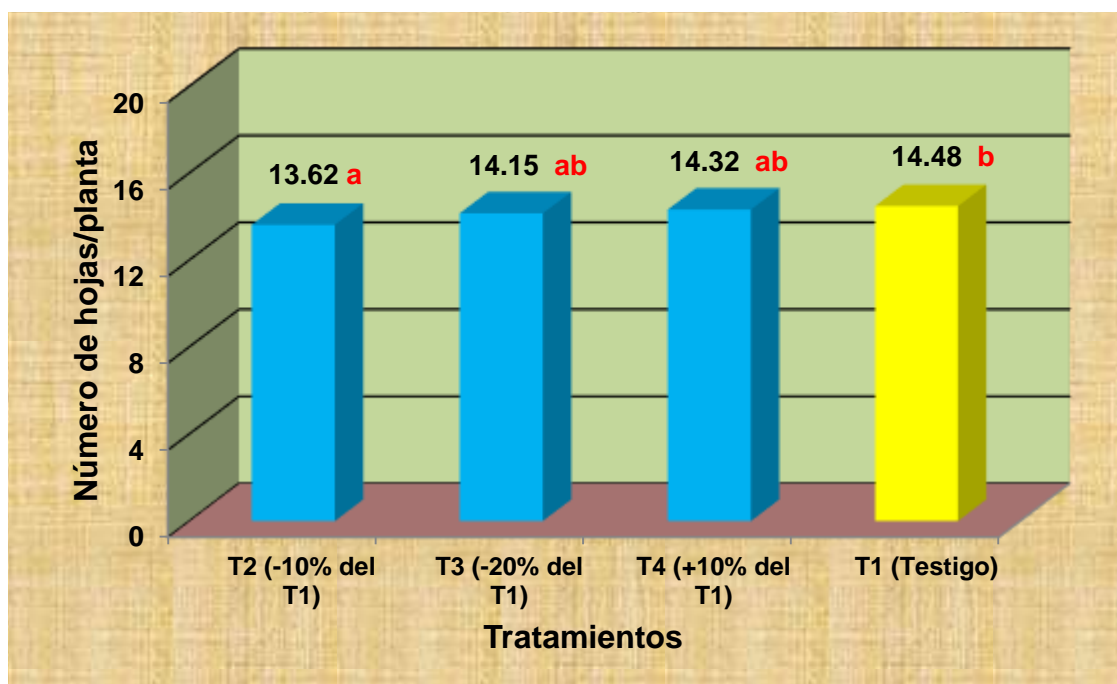


Gráfico 4: Prueba de Tukey ($\alpha = 0.05$) para los promedios de tratamientos respecto al número de hojas/planta a 260 D.D.S.

5.4. Diámetro del tallo

Cuadro 16: Anva para el diámetro del tallo en mm a los 260 D.D.S.

F.V	G.L	S.C	C.M	F.C	F.t 0.05-0.01
Bloques	2	39.25	19.63	9.30	5.14 – 10.32 *
Tratamientos	3	90.39	30.13	14.28	4.76 – 9.75 **
Error	6	12.65	2.11	-	-
Total	11	142.29	0		

** : Altamente Significativo

* : Significativo

C.V: 2.59%

R²: 91.11%

X: 56.03 mm

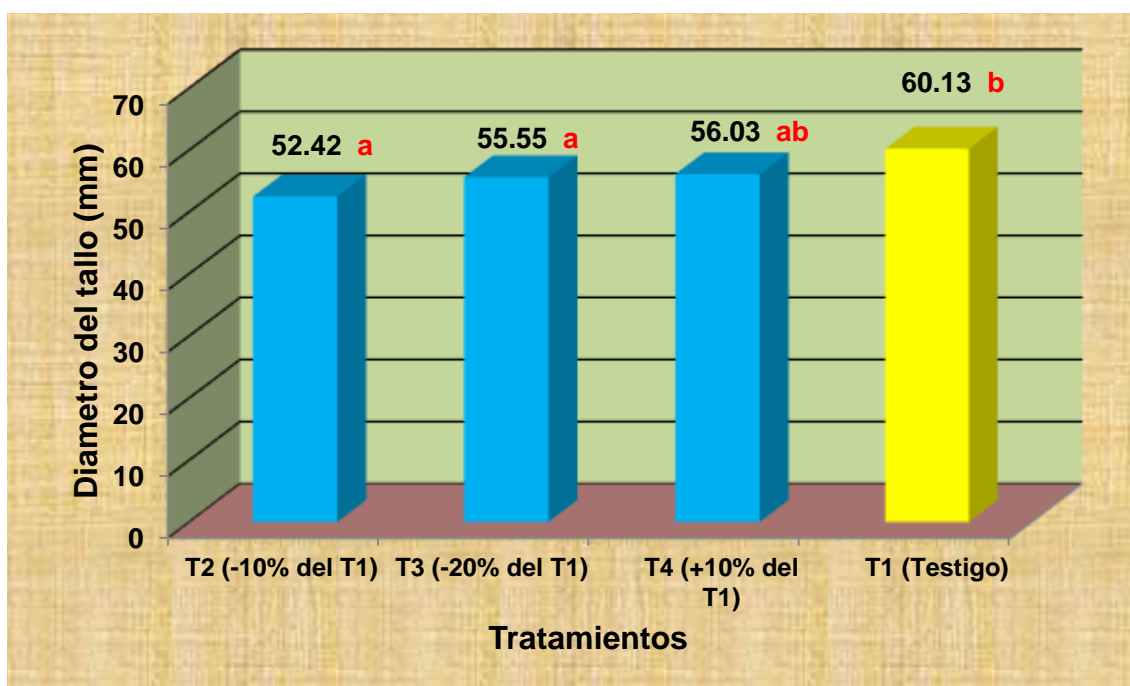


Gráfico 5: Prueba de Tukey ($\alpha = 0.05$) para los promedios de tratamientos respecto al diámetro del tallo en mm a 260 D.D.S.

5.5. Número de raíces

Cuadro 17: Anva para el número de raíces/planta a los 260 D.D.S.

F.V	G.L	S.C	C.M	F.C	F.t 0.05-0.01
Bloques	2	0.17	0.08	0.04	5.14 – 10.32 NS
Tratamientos	3	44.25	14.75	7.09	4.76 – 9.75 *
Error	6	12.50	2.08	-	-
Total	11	56.92	0		

*: Significativo

N.S: No Significativo

C.V: 6.30%

R²: 78.04%

X: 22.92 raíces/planta

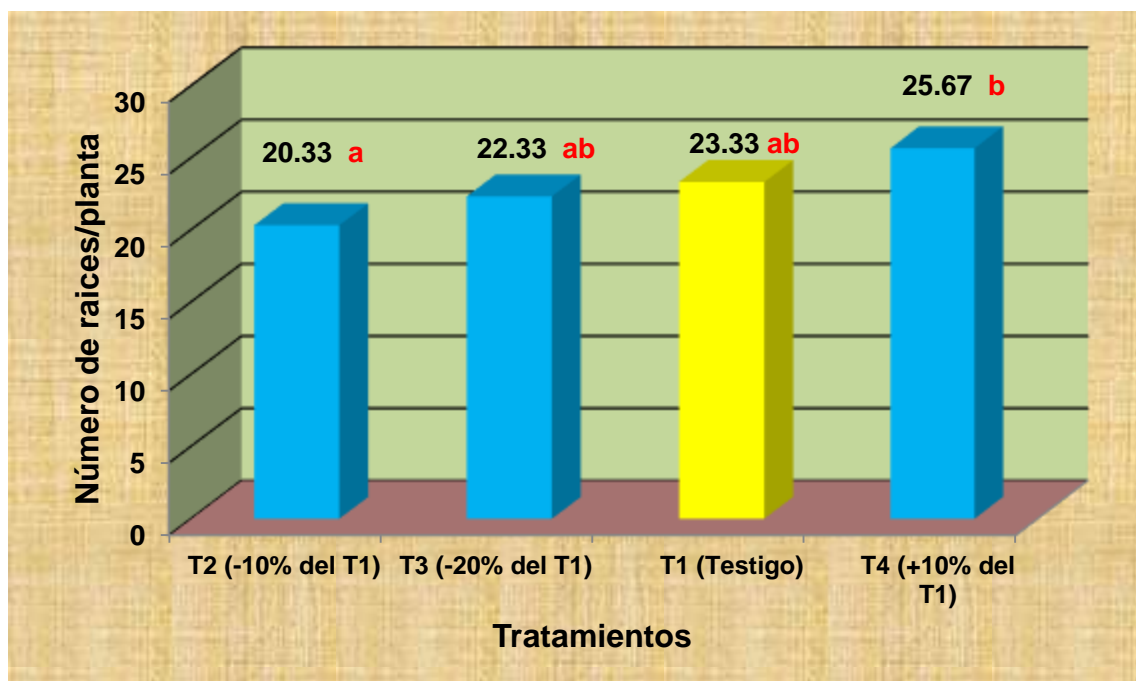


Gráfico 6: Prueba de Tukey ($\alpha = 0.05$) para los promedios de tratamientos respecto al número de raíces/planta a 260 D.D.S.

5.6. Longitud de raíces

Cuadro 18: Anva para la longitud de raíces en cm a los 260 D.D.S.

F.V	G.L	S.C	C.M	F.C	F.t 0.05-0.01
Bloques	2	51.17	25.58	1.33	5.14 – 10.32 NS
Tratamientos	3	428.25	142.75	7.41	4.76 – 9.75 *
Error	6	115.50	19.25	-	-
Total	11	594.92	0		

*: Significativo

N.S: No Significativo

C.V: 6.19%

R²: 80.59%

X: 70.92 cm

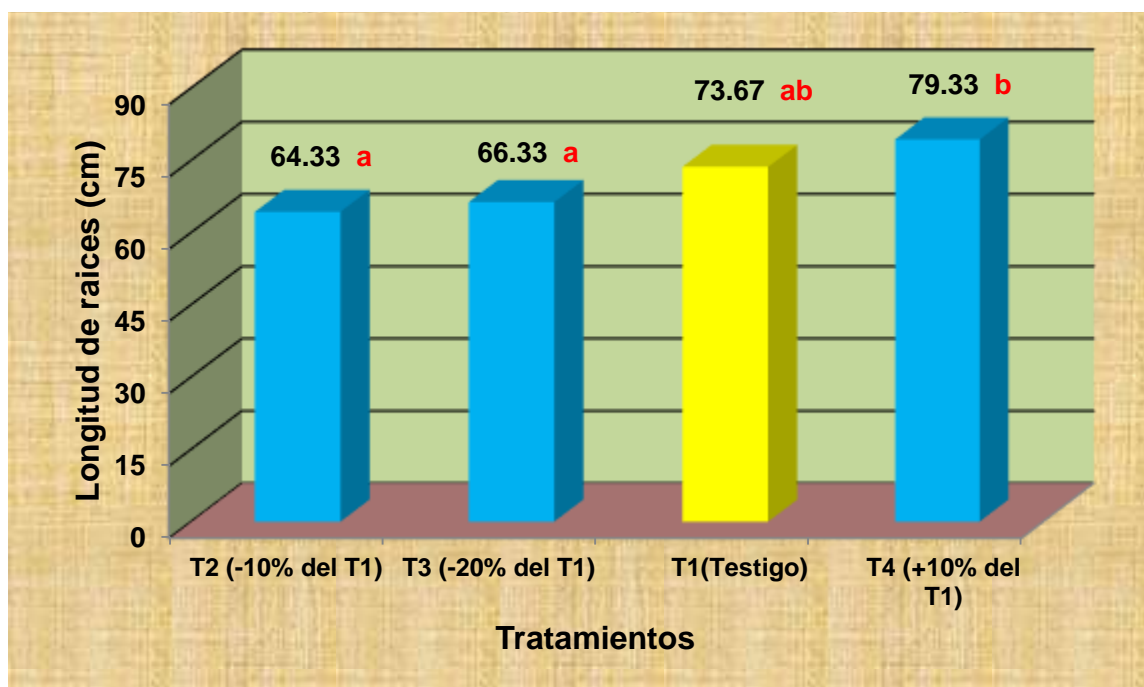


Gráfico 7: Prueba de Tukey ($\alpha = 0.05$) para los promedios de tratamientos respecto a la longitud de raíces en cm a 260 D.D.S.

5.7. Peso de materia seca total

Cuadro 19: Anva para la materia seca total en g a los 260 D.D.S.

F.V	G.L	S.C	C.M	F.C	F.t 0,05-0,01
Bloques	2	112.17	56.08	0.70	5.14 – 10.32 NS
Tratamientos	3	3804.92	1268.31	15.86	4.76 – 9.75 **
Error	6	479.83	79.97	-	-
Total	11	4396.92	0		

** : Altamente Significativo

N.S: No Significativo

C.V: 4.85%

R²: 89.09%

X: 184.42 g

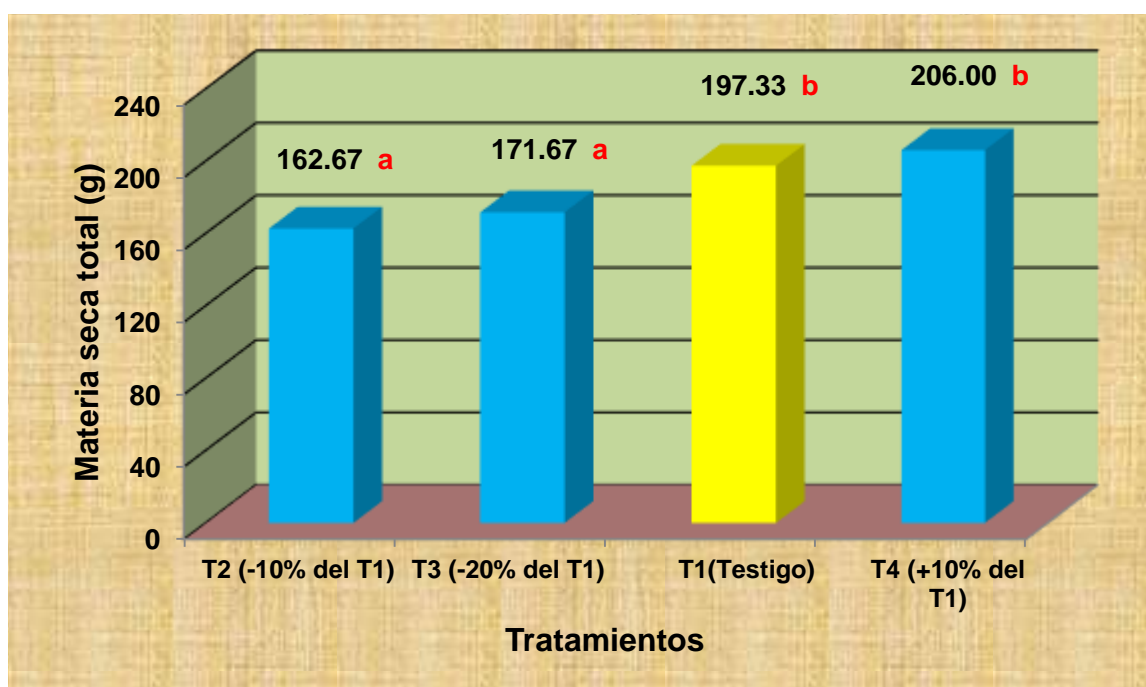


Gráfico 8: Prueba de Tukey ($\alpha = 0.05$) para los promedios de tratamientos respecto a la materia seca total en g a 260 D.D.S.

VI. DISCUSIÓN

6.1. Altura de planta

El cuadro 13, presenta el análisis de varianza para la altura de planta y donde se puede observar que la fuente de variabilidad entre bloques resultó con una interpretación estadística significativa debido a la posible heterogeneidad que presentaron estos entre sí. Así mismo, la fuente de variabilidad entre tratamientos arrojó una interpretación estadística altamente significativa y la cual se define más claramente con la Prueba de Tukey (gráfico 2).

La prueba de Tukey para los promedios de tratamientos ordenados de menor a mayor (gráfico 2), detectó diferencias significativas entre promedios de los tratamientos estudiados. Siendo T1 (Testigo, 50 g DAP/planta) que obtuvo el mayor promedio con 87.66 cm de altura de planta, el T4 (+10% del T1, 55 g DAP/planta) con 86.20 cm de altura, no hay diferencia significativa entre ellos obteniendo estadísticamente altura de plántulas similares, pero superan por mayor margen al T3 (-20% del T1, 40 g SPT/planta) y T2 (-10% del T1, 94 g RF/planta) los cuales obtuvieron promedios de; 81.58 cm y 79.28 cm de altura de planta respectivamente.

El crecimiento de la planta, se ha visto mejor a la dosis empleada por la empresa T1 (50 g DAP/planta) y el T4 (55 g DAP/planta), además por la solubilidad y fijación de la raíz.

Sobre la importancia del fósforo para el cultivo León (1998), menciona que la palma de aceite, como un cultivo permanente no tiene un requerimiento alto

de P, si se compara con N y K, sin embargo requieren atención especial, durante el desarrollo inicial (vivero), por qué es un componente importante en los procesos fisiológicos de respiración y nutrición.

Al respecto, en el experimento la dosis y fuente de P empleada por la empresa T1 (50 g DAP/planta) y él T4 (55 g DAP/planta) respondieron mejor a las exigencias nutricionales, el mayor incremento en promedio de altura de planta se observó principalmente desde los 5 a los 6 meses y medio, él incremento estuvo alrededor de 7.65 cm de altura/planta.

El logro de 87.66 cm para el T1 y 86.20 cm de altura de planta para el T4 pueden deberse a que la palma de aceite son generalmente eficientes en la utilización del fósforo del suelo y del fertilizante, probablemente debido a asociaciones muy efectivas de micorriza tal como lo menciona (León, 1998). Como también podría deberse a la afirmación hecha por Bomers (1973) que en experimentos de fertilización en vivero destacó que los fosfatos amónicos (DAP, MAP) suplen adecuadamente el crecimiento general de la palma aceitera hasta los 6 a 8 meses. Esto se debe al contenido de Nitrógeno.

El promedio de altura de planta obtenidas para el T1 y T4 superan a los trabajos realizados por Catillo (2010) que al aplicar dosis de 61.25 N; 67,46 P₂O₅ y 60.29 de K₂O obtuvo 80 cm de altura de planta a los 286 DDS, así mismo supero al trabajo realizado por Pinedo (2012) quien obtuvo a los 11 meses 54.84 cm de altura/planta al aplicar (15N-15P-6K-4Mg), trabajo que se realizó en la empresa Palmas del Shanusi S.A.

6.2. Longitud de hoja

El cuadro 14, presenta el ANVA para la longitud de hoja en cm y donde se puede observar que la fuente de variabilidad entre bloques resultó con una interpretación estadística no significativa debido a la posible homogeneidad que presentaron estos entre sí.

Así mismo, la fuente de variabilidad entre tratamientos arrojó una interpretación estadística significativa, lo que da a entender que las fuentes fosforadas y las dosis empleadas en los tratamientos influyen directamente en la longitud de hoja/planta a los 260 días después de la siembra.

El grafico 3, muestra la prueba de Tukey para la longitud de hoja/planta, ordenados de menor a mayor, la cual detectó diferencias significativas entre los promedios de los tratamientos estudiados, siendo el T1 (Testigo, 50 g DAP/planta) con promedio con 68.13 cm de longitud de hoja, seguido del T4 (+10% del T1 55 g DAP/planta) con promedio de 66.13 cm de longitud de hoja mostrándose estadísticamente iguales; pero superan al T3 (-20% del T1 40 g SPT/planta) y T2 (-10% del T1 94 g RF/planta) que obtuvieron promedios de 62.99 cm y 62.93 cm de longitud de hoja respectivamente.

Igual que en el caso anterior la dosis empleada por la empresa (50 g DAP/planta), y el T4 (55 g DAP/planta) en cuanto al aporte de fosforo fueron los que cubrieron mejor la necesidad de la planta favoreciendo el crecimiento de la hoja. Esto demuestra que la longitud de hoja está directamente proporcional a la altura obtenida por cada tratamiento, puesto que el T1

(testigo), obtuvo altura de 87,66 cm con 68.13 cm de longitud de hoja/planta y el T4, obtuvo una altura de 86,20 cm, con 66,13 cm de longitud de hoja.

Estos resultados demuestran que las hojas son parte de la planta donde se realiza la mayor parte de los procesos fisicoquímicos en el cual el fósforo es un elemento esencial en la vida vegetal debido a su función en la estructura de los ácidos nucleicos y fosfolípidos, nucleoproteínas, fitinas, ADP, ATP, también forma parte del ADN, ARN y ribosomas, razón por la cual es importante para el proceso de división nuclear y celular; y la fotosíntesis (Padilla, 2002).

Así mismo, León (1998) indica que las palmas deficientes de fósforo presenta una baja tasa de crecimiento, hojas cortas, pequeño diámetro del tallo y racimos pequeños. Las palmas de aceite son generalmente eficientes en la utilización del fósforo del suelo y del fertilizante, probablemente debido a asociaciones muy efectivas de micorriza.

Cabe resaltar que no solo el fosforo desempeña un papel importante en el desarrollo de la hoja, sino que también se ha establecido que entre mayor sea el contenido de nitrógeno en la hoja, hasta cierto valor, más alto resulta el contenido de clorofila y, por tanto, aumenta la capacidad fotosintética en las plantas (Díaz ,2002).

6.3. Número de hojas

El cuadro 15, presenta el ANVA presenta los resultado del análisis de varianza para el número de hojas en cm, donde no ha detectado diferencias significativas para bloques debido a la posible homogeneidad que presentaron estos entre , pero si diferencias significativas para tratamientos.

A su vez la prueba de Tukey para los promedios de tratamientos ordenados de menor a mayor (gráfico 04), detectó que existen diferencias significativas entre los promedios. El T1 (Testigo 50 g DAP/planta) obtuvo 14.48 hojas/planta, el T4 (+10% del T1, 55 g DAP/planta) con 14.32 hojas/planta y el T3 (-20% del T1, 40 g SPT/planta) que obtuvo 14.15 hojas/planta, no presentaron significancia, mostrándose estadísticamente iguales; los cuales superan al T2 (-10% del T1, 94 g RF/planta) que obtuvo el promedio más bajo de 13.62 hojas/planta respectivamente.

Este resultado ratifica las anteriores variables evaluadas, en el cual el T1 (50 g DAP/planta) y el T4 (55g DAP/planta) sobresalen siendo la dosis y fuente más adecuada para la producción de plantones de palma aceitera.

Esto demuestra que las hojas son de vital importancia para el crecimiento y desarrollo de la palma, además superaron a recomendaciones hechas por Jacquemard y Salas (2008) quienes señalaron que una plántula normal de 8 meses para ser trasplantada debe tener como mínimo de 7 o 8 hojas/planta; además es respaldado por recomendaciones hechas por Raygada (2005), menciona que las plantas están listas para el transplante cuando han

cumplido 8 a 9 meses de edad y Urdanate (2002) están listas a los 12-13 meses de edad para cualquier de los casos ambos autores coinciden que una planta está lista para e transplante cuando presenten 12-14 hojas funcionales.

El número de hojas/planta obtenidas en el trabajo de investigación demuestra que la aplicación de fósforo, urea y cloruro de potasio jugaron un papel de mucha importancia ya que suplieron favorablemente a las necesidades nutricionales del cultivo de palma aceitera en la etapa de vivero y además superaron al número de hojas obtenidas en otros trabajos de investigación:

La dosis más alta correspondió a (304 mg P/kg de suelo) con 11.16 hojas emitidas a los 210 días después de la siembra, mientras que el valor más bajo lo tubo la dosis de (760 mg de P/kg de suelo) con 10.75 hojas (Bravo, 2011).

Por su parte Ramírez y Muñoz (2009), afirman que en su trabajo de investigación al aplicar 23.24 g N, 5.79 g P, 61.40 g K y 17.61 g de Mg de elemento puro en el híbrido Deli x Nigeria a los 268 DDS obtuvieron como promedio 10.90 hojas/planta, cuyo trabajo se realizó en Palmas Tilca S.A., Costa Rica, 2009.

6.4. Diámetro del tallo

El cuadro 16, indica el análisis de varianza para el diámetro del tallo en mm. En este se puede observar que la fuente de variabilidad entre bloques resultó con una interpretación estadística significativa debido a la posible heterogeneidad que presentaron estos; como también, la fuente de variabilidad entre tratamientos arrojó una interpretación estadística altamente significativa.

La prueba de Tukey (gráfico 5) para los promedios de tratamientos ordenados de menor a mayor, detectó diferencias significativas entre los promedios de los tratamientos estudiados. Una vez más el T1 (Testigo 50 g DAP/planta) obtuvo el mayor promedio con 60.13 mm de diámetro, seguido del T4 (55 g DAP/planta), con 56.03 mm de diámetro y el T3 (40 g SPT/planta) con 55.55 mm de diámetro, no hay diferencia significativa entre ellos, mostrando estadísticamente diámetros similares; pero superan al T2 (94 g RF/planta) que obtuvo el promedio de 52.42 mm de diámetro respectivamente.

El diámetro de las plantas observadas estuvo por encima de lo que fue recomendado por Álvarez y Bravo (2005), quienes obtuvieron un diámetro de 42,9 mm para el mejor tratamiento en el cual se aplicaron 40 g de nitrógeno, 20 g de fosforo y 40 g de potasio en planta por un periodo de 12 meses.

León (1998) indica que las palmas deficientes de fósforo presentan baja tasa de crecimiento, hojas cortas, pequeño diámetro del tallo y racimos pequeños. Las palmas de aceite son generalmente eficientes en la utilización del fósforo

del suelo y del fertilizante, probablemente debido a asociaciones muy efectivas de micorriza.

Así mismo los diámetros obtenidos superan a lo obtenido por Ramírez y Muñoz (2009), quienes en su trabajo de investigación al aplicar 23.24 g N, 5.79 g P, 61.40 g K y 17.61 g de Mg de elemento puro en el híbrido Deli x Nigeria a los 268 DDS obtuvieron 5.44 cm/planta de diámetro de tallo y 265 g de materia seca total/planta; Pinedo (2012), obtuvo mejor resultado con respecto a las variables; altura de planta con promedio de 54.84 cm, diámetro del tallo con promedio de 1.07 cm y número de hojas con promedio de 9.89 hojas/planta empleando la dosis (15N-15P-6K-4Mg). Trabajo que se llevó a cabo en el vivero de la Empresa Palmas del Shanusi S.A. con una fertilización bajo sistema de riego por goteo.

6.5. Número de raíces

El cuadro 17, muestra el análisis de varianza respecto al número de raíces principales/planta y donde se indica que la fuente de variabilidad entre bloques resultó con una interpretación estadística no significativa debido a la posible homogeneidad que presentaron estos entre sí. Así mismo, la fuente de variabilidad entre tratamientos arrojó una interpretación estadística significativa.

Lo que nos indica que las fuentes fosforadas y las dosis aplicadas a los plantones de palma aceitera en vivero influyeron en el número de raíces a los 260 días después de la siembra.

La prueba de Tukey para los promedios de tratamientos ordenados de menor a mayor (gráfico 7), detectó diferencias significativas entre los promedios de los tratamientos estudiados. En esta ocasión el T4 (+10% del T1, 55 g DAP/planta) obtuvo promedio de 25.67 raíces/planta, el T1 (Testigo 50 g DAP/planta) y el T3 (-20% del T1, 40 g DAP/planta) obtuvieron promedios de 23.33 raíces/planta; mostrándose estadísticamente iguales y superan al T2 (-10% del T1, 94 g RF/planta) que obtuvo el promedio más bajo de 20,33 raíces/planta respectivamente.

En esta variable se ha observado que las dosis de fosfato di amónico reportaron un mejor resultado en el número de raíces principales por planta.

Estos resultados demuestran que la raíz es el órgano responsable de la absorción de agua y nutrientes por las plantas y su capacidad, en ese sentido, depende directamente de su grado de desarrollo; es decir, su capacidad de ramificación y de penetración constituyen las características morfológicas más importantes que permiten al vegetal tolerar los déficits de humedad (Russell, 1977).

Así mismo el sistema radical de la palma está en constante renovación, la misma que es necesaria debido a la rápida lignificación de los tejidos y a la carencia de pelos absorbentes, lo que reduce las posibilidades de absorción de agua y sales minerales (Cayón, 1999).

Slatyer (1967) menciona que, el mayor o menor grado de desarrollo de la raíz condiciona la tasa de absorción de agua por la planta, lo cual a su vez afecta importantes procesos fisiológicos como la fotosíntesis, respiración, elongación celular y muchas otras actividades metabólicas.

6.6. Longitud de raíces

El análisis de varianza que presenta el (cuadro 18), para la longitud de raíces principales/planta en cm y donde se puede observar que la fuente de variabilidad entre bloques resultó con una interpretación estadística no significativa debido a la posible homogeneidad que presentaron estos entre sí. Así mismo, la fuente de variabilidad entre tratamientos arrojó una interpretación estadística significativa.

La prueba de Tukey para los promedios de tratamientos ordenados de menor a mayor (gráfico 7), detectó diferencias significativas entre los promedios de los tratamientos estudiados. Dé nuevo una mayor dosis de Fosforo influye positivamente sobre la longitud de raíces.

Al respecto el T4 (55 g DAP/planta) obtuvo el mayor promedio con 79,33 cm de longitud de raíz/planta, seguido del T1 (50 g DAP/planta) con promedio de 73.67 cm de longitud de raíz/planta, mostrándose estadísticamente iguales; el T3 (40 g SPT/planta) y T2 (94 g RF/planta) obtuvieron promedios de 66,33 cm y 64,33 cm de longitud de raíz respectivamente.

Epstein (1975) citado por Santos *et al.*, (2001), enfatiza que el fósforo tiene efectos directos en procesos de la planta, actuando usualmente como co-factor bioquímico. Además es de importancia en la respiración y promueve la rápida formación y crecimiento de raíz.

El crecimiento de la raíz es favorecido por la caliptra, la misma que actúa como sensor de gravedad y secretor de polisacáridos (mucigel). Este “gel” lubrica la raíz durante la penetración del suelo, adhiriendo microorganismos y probablemente favoreciendo la formación de micorrizas (Cayón, 1999).

La raíz es el órgano responsable de la absorción de agua por las plantas y su capacidad, en ese sentido, depende directamente de su grado de desarrollo; es decir, su capacidad de ramificación y de penetración constituyen las características morfológicas más importantes que permiten al vegetal tolerar los déficits de humedad (Russell, 1977).

El Fósforo es un elemento esencial para el crecimiento general de la palma de aceitera, es importante para el crecimiento de la raíz durante el establecimiento y el desarrollo juvenil (Rankine y Fairhurst, 1999).

Asimismo los resultados indican que existe relación directa entre la longitud de raíz y la altura de plántula de palma aceitera en vivero, ya que a mayor solubilidad de la fuente fosforada habrá mayor absorción de los nutrientes y por consiguiente mayor desarrollo vegetativo y producción de biomasa.

6.7. Peso de materia seca total

El cuadro 19, presenta el análisis de varianza para el peso de materia seca total y donde se puede observar que la fuente de variabilidad entre bloques resultó con una interpretación estadística no significativa debido a la posible homogeneidad que presentaron estos entre sí; así mismo, la fuente de variabilidad entre tratamientos arrojó una interpretación estadística altamente significativa, lo que da a entender que la aplicación de las fuentes fosforadas y dosis, influyeron directamente en el peso de materia seca total/planta.

La prueba de Tukey (gráfico 8) para los promedios de tratamientos ordenados de menor a mayor detectó diferencias significativas entre los promedios de los tratamientos estudiados. Aquí se ratifica la influencia de la mayor dosis de P para el logro de mayor materia seca, el T4 (+10% del T1, 55 g DAP/planta) obtuvo el mayor promedio con 206.00 g y el T1 (Testigo, 50 g DAP//planta) que obtuvo 197.33 g de materia seca total/planta, no hay diferencia significativa entre ellos obteniendo estadísticamente peso de materia seca total similares; los cuales superan a T3 (-20% del T1, 40 g SPT/planta) y T2 (-10% del T1, 94 g RF/planta) los cuales obtuvieron promedios de 171.67 g y 162.67 g de materia seca total respectivamente.

Con estos resultados se verifica la importancia del Fósforo en cuanto al desarrollo radicular de la planta, altura de planta, número de hojas, tamaño de hojas y la obtención de una mayor materia seca total.

El fósforo es un elemento esencial en la vida vegetal debido a su función en la estructura de los ácidos nucleicos y fosfolípidos, nucleoproteínas, fitinas, ADP, ATP, también forma parte del ADN, ARN y ribosomas, razón por la cual es importante para el proceso de división nuclear y celular; y la fotosíntesis (Padilla, 2002).

El promedio de materia seca total obtenida en el trabajo de investigación fue inferior a lo obtenido por Ramírez y Muñoz (2009), que en su trabajo de investigación al aplicar 23.24 g N, 5.79 g P, 61.40 g K y 17.61 g de Mg en el híbrido Deli x Nigeria a los 268 DDS obtuvieron 265 g de materia seca total.

Según Bertsch (2003), la absorción de nutrimentos es un fenómeno que ocurre día a día y cada proceso metabólico de la planta requiere nutrimentos cualitativa y cuantitativamente diferentes. La definición clara de la duración y los cambios en peso de cada una de las etapas fenológicas, y su relación con los cambios en las concentraciones de elementos en los diferentes tejidos de la planta, permitirá familiarizarse con los requisitos nutricionales del cultivo.

La producción de biomasa es un aspecto característico del trópico, ya que dispone de las condiciones básicas para producir grandes cantidades de biomasa durante todo el año, debido a la eficiencia en la utilización de la energía solar, se pueden comparar la producción de biomasa de palma con los ecosistemas de algunos bosques, se ha estimado que el incremento anual puede llegar a 17.4 ton/ha/año y la biomasa en circulación a 11.9 ton/ha/año (Ocampo, 1995).

VII. CONCLUSIONES

- 7.1.** El tratamiento T1 (Testigo 50 g DAP/planta) y el T4 (+10% del T1, 55 g DAP/planta), obtuvieron los mayores promedios respecto a la altura de planta, longitud de hoja, número de hojas y diámetro del tallo por planta con 87.66 cm y 86.20 cm de altura; 68.13 cm y 66.13 cm de longitud de hoja; 14.48 y 14.32 hojas; 60.13 mm y 56.03 mm de diámetro respectivamente.
- 7.2.** El tratamiento T4 (+10% del T1, 55 g DAP/planta) y el T1 (Testigo 50 g DAP/planta) obtuvieron mayores promedios respecto a longitud de raíces, número de raíces y peso de materia seca total con 79.33 cm y 73.67 de longitud de raíz; 25.67 y 23.33 raíces/planta; 206.00 g y 197.33 g de materia seca tota/planta respectivamente.
- 7.3.** Los tratamientos T1 (Testigo) y T4 (+10% del T1), son los que mostraron mayor diferencia significativa con respecto a los tratamiento T3 (-20% del T1) y T2 (-10% del T1), por lo tanto podemos concluir que los tratamientos T1 y T4 son iguales de significativos y son mejores que los tratamientos T3 y T2.
- 7.4.** Cualquiera de las dosis podría ser utilizada como dosis alternativa de fertilización fosforada en vivero de palma aceitera, ya que existe relación directa entre la altura de planta y longitud de raíz.

VIII. RECOMENDACIONES

Después de realizar la discusión de los resultados obtenidos y teniendo en cuenta los factores de la zona de estudio se recomienda:

- 8.1** Realizar aplicaciones de 50 - 55 g/planta de Fosfato di Amónico en el cultivo de palma aceitera en la etapa de vivero, ya que bajo las condiciones edafoclimáticas de la zona se obtuvo mejores resultados respecto a las variables evaluadas.
- 8.2** Se recomienda divulgar y validar los resultados de esta investigación debido al limitado conocimiento sobre los requerimientos nutricionales de la planta de palma aceitera en la etapa de vivero.
- 8.3** En trabajos similares hacer seguimiento a las plántulas destinadas a campo definitivo, para evaluar si la fertilización realizada en la etapa de vivero influye en la producción de racimos.

IX. BIBLIOGRAFÍA

1. Álvarez, C. y Bravo, B. 2005. *Respuesta mineral y orgánica en vivero de palma aceitera (Elais guineensis Jacq)*. ANCUPA – La investigación en Palma aceitera, p.39-45.
2. Anonymous, 1999. *Functions of Phosphorus in Plants*. Better Crops 83, 7.
3. Arab, 2001. *Identifying & Treating nutrient deficiencies and other disorders in the oil palm (Elaeis guineensis)* Pocket Guide. www.Arabis.org. p.21.
4. Arias, N., et al.; 2009. *Principios agronómicos para el establecimiento de una plantación de palma de aceite*. CENIPALMA. p. 55-84.
5. ASD. 2000. *Guía para el establecimiento y manejo de viveros de palma aceitera*. ASD Costa Rica. 32 p.
6. Barcelos, E. *Et al.*, 1995. Dende. Brasília: Embrapa –SPI. (Colecao plantar, 32). p 10-11.
7. Barrios, A, Urdaneta, A.; Fondevila, M.; Castrillo, C., 2003. *Effect of supplementation with different proportions of barley grain or citrus pulp on the digestive utilization of ammonia-treated straw by sheep*. Anim. Sci., 76: 309-317
8. Bastos, T. X. 2000. *Aspectos Agroclimáticos do dendezeirona Amazonia Oriental*. Embrapa Amazonia oriental/Manaus: Embrapa Amazonia occidental. p. 47-59.
9. Bastos, T. X., Muller, A. A, Pacheco N. A., Sampaio, S. M., Assad, E. D., Marquez, A. F. S. 2001. *Zoneamento de risco climático para a cultura do dende no estado do para: Resultados preliminares*. Amazonia, Belem. p. 213-216.

10. Bernal, F. 2001. *El cultivo de la Palma Aceitera y su Beneficio*. FEDEPALMA. Bogotá, CQ. p.106.
11. Bertsch, F. 2003. Absorción de nutrimentos por los cultivos. San José, Costa Rica, Asociación Costarricense de la Ciencia del Suelo. 307 p
12. Bohórquez, R. 1991. *Fertilización en Viveros de Palma Aceitera*. El Palmicultor N° 3. ANCUPA y FEDAPAL. Quito, EC. p. 21 - 22.
13. Bomers, G. F. 1973. Fertilization, *Weed control and irrigation of United Brands Company oil Palm plantation in Central America*. Tropical Agriculture research services (SIATSA), La Lima Honduras, C.A. Bulletin N° 3. p 176.
14. Borrero, C. A. 2006. *Cultivo de la palma de aceite (Elaeis guineensis Jacq.)*
15. Brostchat, T. K. 2005. *Nitrogen deficiency in palms*. University of Florida, IFAS Extension. <http://edis.ifas.ufl.edu>.
16. Bravo, Y. V. 2011. *Evaluación de consorcios simbióticos Micorrízicos nativos de palma aceitera (Elaeis guineensis J.), reproducidos como bioinoculantes para el estudio de su eficiencia en fase de vivero*. Sangolqui. p. 147.
17. Burbano G. D. R. 2012. *Control en la producción y comercialización de Palma Africana en la hacienda la Florida y mejoramiento de procesos contables*. Tesis. Ing. Agr. Quito, DM-Ecuador. Universidad central de Ecuador. Facultad de Ciencias Administrativas. p 179.
18. Camacho, J. 2002. *Mapa de recursos minerales de Colombia*. Minerales Industriales. INGEOMINAS.
19. Castillo, J. 2002. *Producción Comercial, Manejo de Semillas Germinadas D x P y Manejo de Viveros*. El Palmicultor N° 15. ANCUPA y FEDAPAL. Quito, EC. p. 31-32.

20. Castillo, E. 2010. *Experiencias en riego por goteo en vivero de palma de aceite*, en los Llanos Orientales de Colombia. Vol. N° 31. Especial, Tomo I, 2010
21. Cayón, D. 1999. *Apuntes sobre fisiología de crecimiento y desarrollo de la palma de aceite (Elaeis guineensis Jacq.)*. Revista Palmas. Vol 20 N°3. p. 43-54.
22. Chavez, F. y Rivadeneira, J. 2003. *Manual del cultivo de palma aceitera - Elaeis guineensis Jacq.*
23. Chein, S. H. 1995. *Chemical, mineralogical and solubility characteristics of phosphate rock for direct application*. Paper presented in Seminar on The Use of Reactive Phosphate Rock for Direct Application at Kuala Lumpur on 20 July 1995. Pedegar Bahan Pertanian Sdn Bhd, Selangor
24. Corley, R. H. F. y Mok, C. K. 1972. *The effects of nitrogen, phosphorus, potassium and magnesium on growth of the oil palm*. Expl. Agric. 8: 347-353.
25. Corley, R. y Tinker, P. 2009. *La palma de aceite*. Cuarta edición Primera versión traducida al español. Editorial Blackwell publishing Ltd.
26. Donough, C. R. 2008. *Manejo de la nutrición y fertilización de la palma aceitera*. Informaciones Agronómicas. N° 69, p. 1 – 9.
27. Durán N.; Salas, R.; Chinchilla; C.; Peralta, F. 1999. *Manejo de la nutrición y fertilización en palma aceitera en Costa Rica*. XI Congreso Nacional Agronómico. ASD Costa Rica.
28. Díaz, M. D. H. 2002. *Fisiología de árboles frutales*. Edición 1°, Editorial AGT. México. D. F. p 390.
29. FAO, 2007. *“Utilización de las rocas fosfóricas para una agricultura sostenible “*, ISBN, 9789253050307. Job Number, Y5053/S. Número en series, 13 Boletines FAO.

30. Fundora, O.; Magaly, V. R.; Rubio, J.; Cuellar, R., y Brunet. 1983. *El potasio en la agricultura cubana*. Primera Reunión Nacional de Agroquímica. Ponencia ciudad de la Habana, 227 – 29 mayo 1983. Dirección agrícola A.S.S.,- p. 15 – 16.
31. Goncalvez, A.C.R. 2001. *Dendezeiro (Elaeisguineensis Jack)*. In: Castro, P.R.C.; Kluge, R.A. (Coord). *Ecofisiología de culturas atractivas: cana-de-azucar, seringueira, coqueiro, dendezeiro e oliveira*.Cosmopolis: Stoller do Brazil. p. 95-112.
32. Hang, L. y Sharma, M. 2000. *Principios Para la Renovación de Palma Aceitera: La Experiencia de United Plantations*. Palmas. Volumen 21. N°. 2. FEDEPALMA, CO. p. 19.
33. Hartley, C. W. S. 1977. *The oil palm. 2da. Ed.* Longman, London. p. 806.
34. Hartley, C. 1988. *The Oil Palm. 3ra. ed.* Longman Group. UK. p. 761.
35. Hidalgo. D. 2007. Tesis de grado sobre *Influencia del Riego en el comportamiento de tres híbridos de Palma Aceitera (Elaeis guineensis Jacq.) de dos años de edad*. La Concordia – Pichincha. p. 9 – 10.
36. INPOFOS (Instituto de la Potasa y el Fósforo). 1997. *Manual Internacional de Fertilidad de Suelos*. US. ítem # sp-5070, referencia # 96207.
37. INPOFOS, 2006. *Palma Aceitera, manejo de nutrientes y fertilización del vivero*. www.inpofos.org/ppiweb/ltamn.nsf Consulta 15/10/ 2 013.
38. IPNI. 2015. Consultado en www.ipni.net/specifics, 26/06/2015).
39. Jacquemard, J. C.; Boutin, D. 2008. Semillas germinadas de palma de aceite CIRAD. *Recomendaciones para el manejo del previvero y vivero*. Ecuador. p. 28.

40. Kamara, K. A. 2001. *Nutrición, regulación del crecimiento y desarrollo vegetal*. Buena Vista, Saltillo, Coahuila, p. 14.
41. Larez, C. R. 2003. Traducción del: *Agricultural Field Manual Oilpalm (Elaeis guineensis)*. Fondo para la Investigación en Palma Aceitera. Parcelamiento El Zamuro, Venezuela Maturín. p. 89.
42. León, A. 1998. Ciclo de cursos de actualización de conocimientos sobre suelos con aplicación en el cultivo de Palma de Aceite, *Dinámica de los Elementos Esenciales del Fósforo*, Modulo 2, Santa Fe de Bogotá D.C. - Colombia.
43. Macedo, J. L. V.; Rodríguez, M. R. L. 2000. *Solos de Amazonia e o cultivo dodendezeiro*. Belem Embrapa, Amazonia oriental-occidental. p. 73-87.
44. Mite, F.; Carrillo, M.; Espinoza. J. 1999. *Influencia de la fertilización y el riego sobre el desarrollo, nutrición y rendimiento de la palma africana en la zona de Quevedo*. Artículo de INPOFOS. América latina.
45. Muñoz, F. y Ramírez, F. 2009 *Curva de absorción de nutrientes para la etapa de vivero de tres materiales de palma aceitera (elaeis guineensis Jacq.)*. Unidad de investigación de palma Tica S.A., Costa Rica. Mayo del 2009. p. 1-12.
46. Mutert, E. W. 1998. *El potasio en la palma aceitera*. Informaciones agronómicas N° 30. Instituto de la potasa y el fósforo. Quito, Ecuador.
47. Navarro, G. G. y Navarro, S. B. 2003. *Química Agrícola*. Ediciones Mundi – Prensa, México, D.F. 487 p.
48. Ocampo, A. 1995. “*The African Oil Palm: strategic resource for animal production in the tropics*”. First FAO electronic conference on Tropical Feed (En la web de la FAO), FAO, Roma.

49. Padilla, W. 1993. *El uso eficiente del agua y de los nutrientes en la palma africana*. Revista El Palmicultor. Año 4, N°1. 18 p.
50. Padilla, W. 2002. Libro de Suelos. 1ra edición. p. 90-100
51. Pinedo, A. 2008. *efecto de la aplicación de cuatro dosis de N, P, K y Mg, en el cultivo de palma aceitera (elaeis guineensis Jacq) en vivero*. Palmas del Shanusi S. A. Tesis UNSM-T/FCA. p. 56-70.
52. Potash & Phosphate Institute PPI. 1997. *Manual Internacional de Fertilidad de Suelos*. Primera Impresión versión en español. p. 41- 414.
53. Quencez, P. 1982. "Oil Palm Nurseries in plastic bags without shading". *Oleagineux*, 37, 397-407.
54. Quesada, G. (1997). "Cultivo e industria de la palma de aceite (*Elaeis guineensis*)" Ministerio de Agricultura y Ganadería, INTA. p.42
55. Raínkine, I. y Fairhurst, T. 1998. *Guía de Campo, Vivero. Serie en Palma Aceitera*. Volumen I. Potash & Phosphate institute. CA. p. 6, 11, 50, 53, 59 y 62.
56. Rainkine, I. y Fairhurst, T. H 1999. *Management of phosphorus, potassium and magnesium in mature oil palm*. *Batter crops International* 1:135 p.
57. Ramírez, F.; Chinchilla, C.; Bulgarelli, J. 2002. *Asociación entre bajos contenidos de fosforo en el suelo y una reacción del diámetro del tronco de la palma aceitera*. ASD - Oil Palm, Papers N° 23, p. 27 – 30.
58. Raygada, Z. R. 2005. *Manual técnico para el cultivo de palma aceitera*. Comisión Nacional para el Desarrollo y Vida sin Drogas (DEVIDA); Proyecto de Desarrollo Alternativo Tocache - Uchiza (PRODATU). p. 27-80.

59. Restrepo, Q. E. 1996. *Establecimiento de viveros y previveros*. Memorias. Primer curso internacional de palma de aceite. Bogota, Cenipalma. p. 159-178.
60. Rosenquist, E. A. 1962. *Fertilizer Experiments on oil palms in Malaya*. Part I. yield data. J. W. Afr. Inst. Oil Palm res.3: 291-301.
61. Russell, R. 1977. *Plant root systems*. Londres. Mc Graw Hill. Cap. 5 y 9.
62. Salas, R. 2008. *La palma aceitera africana (Elaeis guineensis)*. <http://www.sian.info.ve/porcinos/publicaciones/segencuentr/rsalas.htm> Date: Agosto 2008.
63. Santos, B.; Maria, L.; cavalcante, U. M. y Coelho, L. 2001. *Effect of arbuscular mycorrhizal fungi and soil phosphorus level on expression of protein and activity of peroxidase on passion fruit roots*. Bras. J. Biol., 61(4):693-700.
64. Slatyer, R. 1967. *Plant water relationships*. N. Y. Academic Press. Cap. 5.
65. Surre, C. y Ziller. R. 1969. *“La palmera de aceite”*. Técnicas agrícolas y producciones tropicales. Ed. Blume, Barcelona. 1ª edición.
66. Tang, M.; Nazeeb, M.; Loong, S. 2000. *Tipos de Fertilizantes y Métodos de Aplicación en Plantaciones de Palma Aceitera Malasias*. Palmas. Volumen 21. N° Especial. Tomo 2. FEDEPALMA. CO. p. 242 - 257.
67. Tarmizi, A. M. y Mohd, T. D. 2006. *Nutrient demandas of Tenera oil palm plante don inland soils of Malasia palm oil Board*. Journal of oil pal research 18: 204-209.
68. Urdanate, E. 2002. *“Siembra”* . II Curso Internacional sobre *“Manejo de palma aceitera”* . Maracaibo, 8 de octubre de 2002. Colegio de Ingenieros del estado Zulia. pp. 17-24.

69. Von, U. H. R. y Fairhurst, T.H. 1999. *Some nutritional disorders in oil Battered Crops international*.13 (1): 170.
70. Wood, B. R. Corley. 1991. *The energy balance of oil palm cultivation*. Proceedings 1991 PORIM International Oil Palm Conference, Kuala Lumpur, PORIM.

LINKOGRAFÍA VISITADA

71. www.agroseguridad.com.pe.
72. <http://iberoamericana.com.pe/index-8.html>.

RESUMEN

El presente trabajo investigación titulado “Evaluación de tres fuentes de fertilización fosforada en la nutrición del cultivo de palma aceitera (*Elaeis guineensis* Jacq.) en la etapa de vivero en la empresa Plantaciones de Ucayali S.A.C”, ejecutada de Enero a Septiembre del 2014 en la empresa mencionada, tuvo como objetivos:

1) Estudiar el efecto de tres fuentes de fertilización fosforada en la nutrición del cultivo de palma aceitera (*Elaeis guineensis* Jacq.) en la etapa de vivero. 2) Evaluar el efecto de tres fuentes de fertilizantes fosforados (superfosfato triple, fosfato de amonio y roca fosfórica), en el desarrollo vegetativo y biomasa en plántulas de palma aceitera. 3) Determinar la fuente fosforada que da mejor respuesta al desarrollo de la palma aceitera en etapa de vivero.

El material genético utilizado en la investigación fue Deli x Nigeria. Los tratamientos aplicados fueron T1 (testigo 50 g de DAP), T2 (94 g de RF), T3 (40 g de SPT), T4 (55 g de DAP). Se utilizó el diseño de bloque completamente al azar (DBCA) con tres repeticiones y cuatro tratamientos por repetición, empleando 120 unidades experimentales por tratamiento, el distanciamiento de siembra fue de 0.70 m entre hileras y 0.60 m entre plantas. Los resultados obtenidos indican que la dosis del tratamiento T1 (Testigo 50 g por planta de DAP) y el T4 (55 g DAP por planta), obtuvieron los mayores promedios respecto a la altura de planta 87.66 cm y 86.20 cm; longitud de hoja de 68.13 cm y 66.13 cm; 14.48 y 14.32 hojas, diámetro del tallo 60.13 mm y 56.03 mm; 73.67 y 79.33 de longitud de raíces; número de raíces de 23.33 y 25.67; 197.33 g y 206.00 g de materia seca por planta.

Palabras Clave: Vivero, Plántulas, fosfato de amonio, roca fosfórica, superfosfato triple, dosis, *Elaeis guineensis*.

SUMMARY

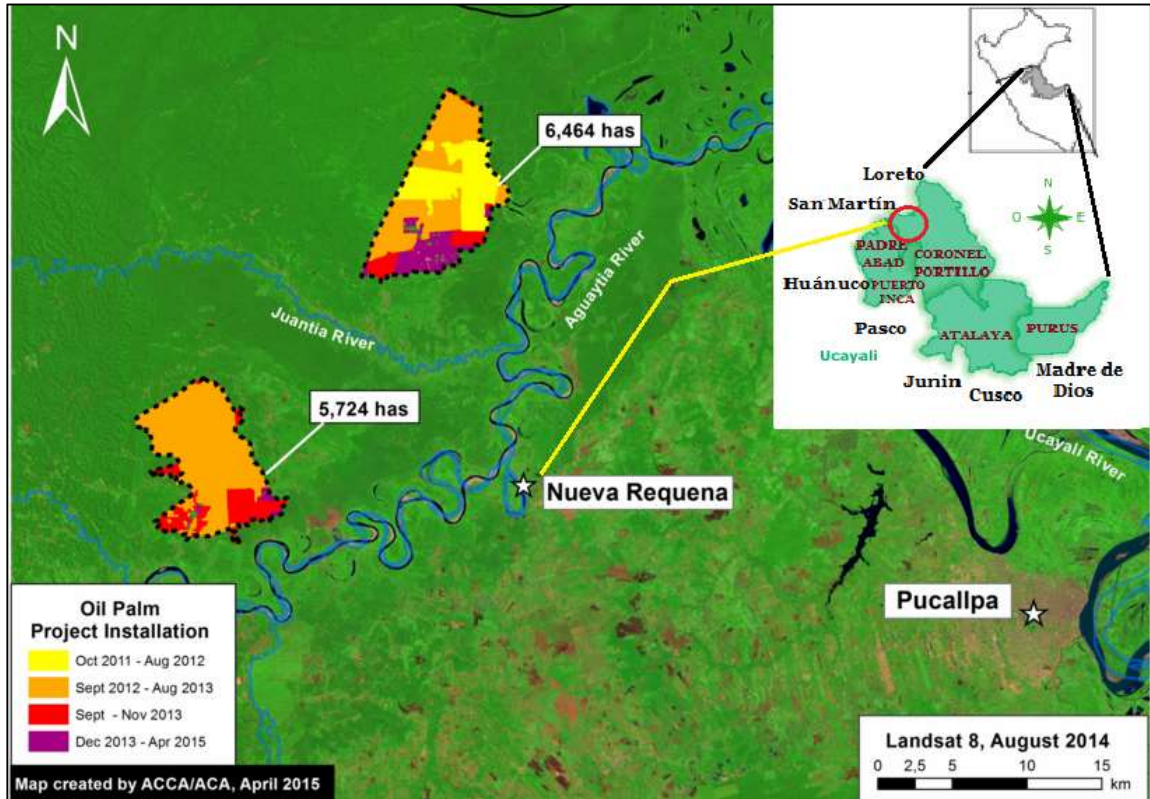
This research entitled "Evaluation of three sources of phosphorus fertilizer in the nutrition of oil palm cultivation (*Elaeis guineensis* Jacq.) in the nursery stage at Plantaciones de Ucayali S.A.C. Company", implemented from January to September 2014 at the company mentioned, had the following objectives: 1) To study the effect of three sources of phosphorus fertilizer in the nutrition of oil palm cultivation (*Elaeis guineensis* Jacq.) in the nursery stage. 2) To evaluate the effect of three sources of phosphorus fertilizer (triple superphosphate, ammonium phosphate and rock phosphate) in vegetative biomass and development of oil palm seedlings. 3) To determine the phosphorus source that gives better response to the development of oil palm nursery stage.

The genetic material used in this research was Deli x Nigeria. The treatments were applied were T1 (witness 50 g DAP), T2 (94 g RF), T3 (40 g SPT), T4 (55 g DAP). Block design was used in complete randomness (DBCA) with three repetitions and four treatments by repetition, using 120 experimental units per treatment; the planting distance considered was 0.70 m. between rows and 0.60 m. between plants. The results indicate that doses of treatment T1 (witness 50g per plant DAP) and T4 (55 g DAP per plant) obtained the highest averages regarding 87.66 cm and 86.20 cm plant height; 68.13 cm and 66.13 cm leaf length; 14.48 and 14.32 leaves, 60.13 mm and 56.03 mm stem diameter; 73.67 and 79.33 root length; number of roots of 23.33 and 25.67; 197.33 g 206.00 g total dry matter per plant.

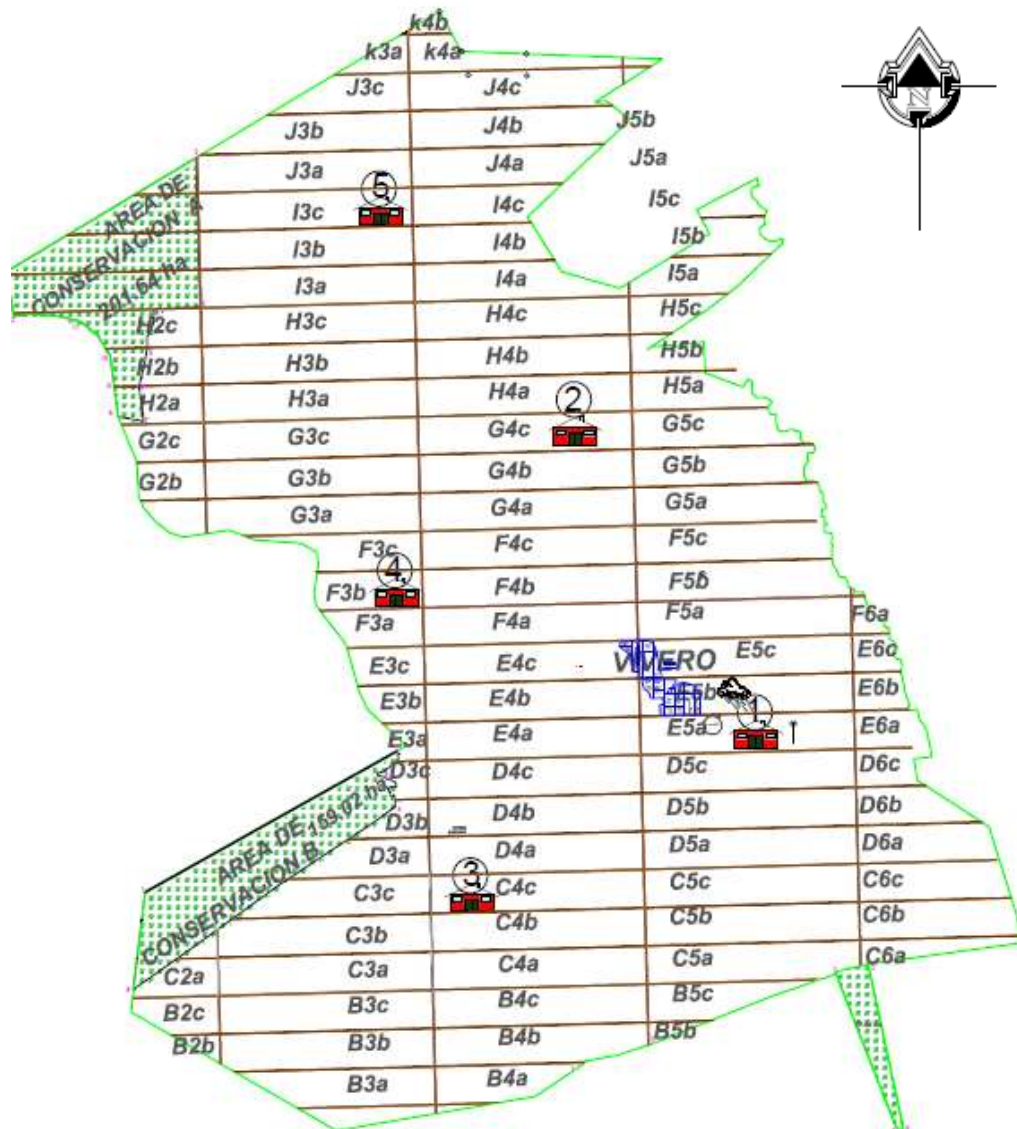
Keywords: Nursery, seedlings, ammonium phosphate, phosphate rock, triple superphosphate, dose, *Elaeis guineensis*.





ANEXOS

ANEXO 1: Ubicación del departamento de Ucayali en el que se realizó el trabajo de investigación



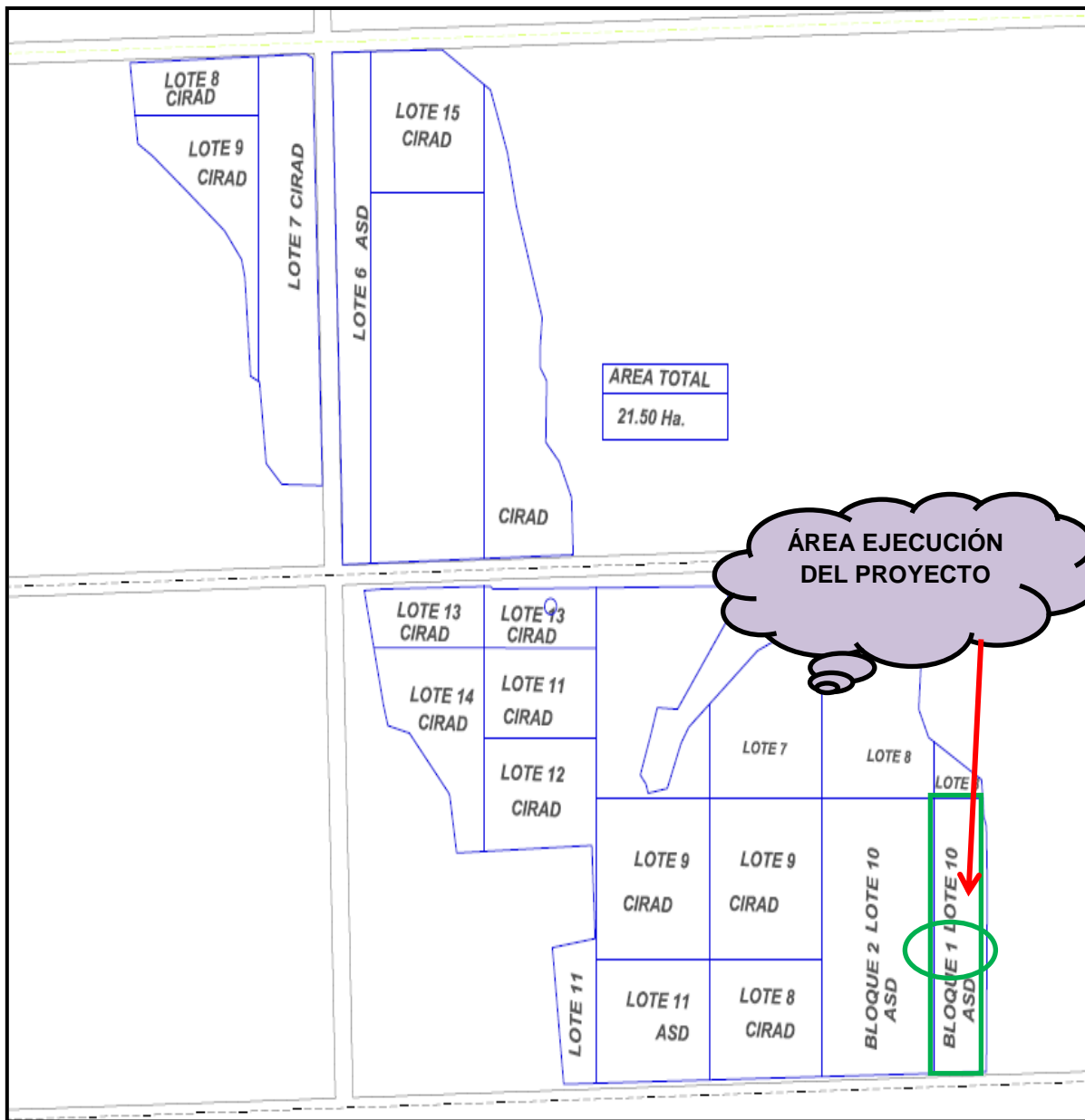
ANEXO 2: Mapa General de la Empresa Plantaciones de Ucayali S.A.C. (P.D.U)



SIMBOLOGIA	
CMPTOS. AGRÍC.	
VIVERO	
PLUVIOMETRO	
AREA CONSERVACION	

LEYENDA	
AREA DE CONSERVACION	544.63 ha
AREA DE CULTIVOS	5,078.45 ha
AREA DE VIVERO	20.00 ha
AREA CAMPAMENTO / ADMINISTRATIVAS	25.00 ha

ANEXO 3: Mapa de localización del proyecto en el vivero de “Plantaciones de Ucayali S.A.C”.



Nota: el área donde se instaló el proyecto fue en el BLOQUE -1, como se muestra en el croquis del vivero.

ANEXO 4: Porcentaje de emergencia

Cuadro de porcentaje de emergencia parcelas/bloque, a los 31 D.D.S.

Bloques	Tratamientos	% de emergencia	
		Parcela	Bloque
I	T1	98.33	97.29
	T2	99.16	
	T3	95.82	
	T4	95.83	
II	T1	98.33	98.12
	T2	98.33	
	T3	97.50	
	T4	98.33	
III	T1	97.50	97.08
	T2	97.50	
	T3	98.33	
	T4	95.00	
TOTAL			97.50

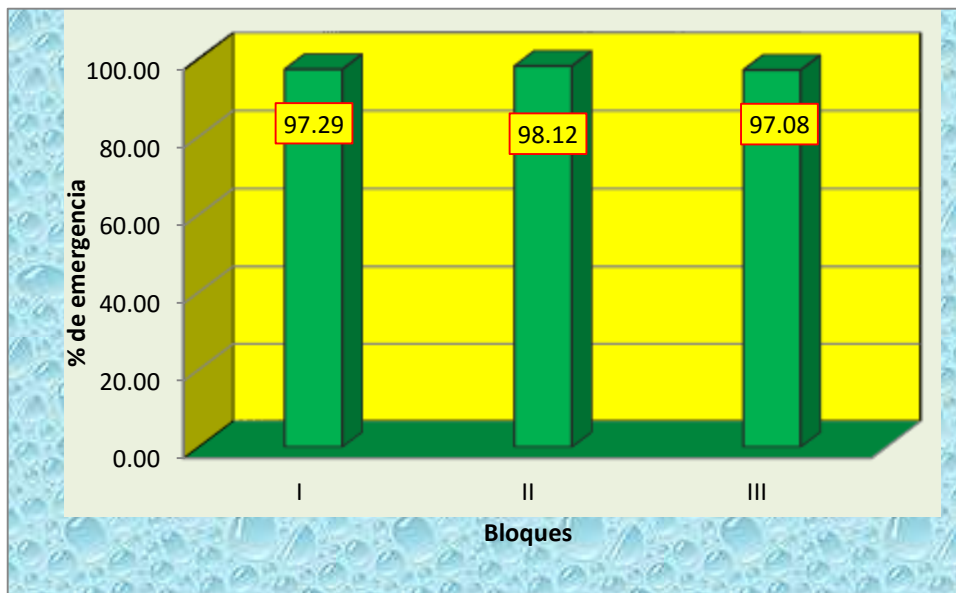


Gráfico de porcentaje de emergencia por bloques

ANEXO 5: Costos de producción de palma aceitera en vivero T1

COSTOS DE PRODUCCIÓN DE PALMA ACEITERA EN VIVERO PARA EL T1 (DAP)				
ACTIVIDADES	UNID.	CANTID.	PRE.UNIT. S/.	PRE. TOTAL S/.
I. COSTOS DIRECTOS (120 plantas)				
1. Instalación del vivero				56.25
* limpieza del vivero	Jornal	0.25	25.00	6.25
* Preparación del sustrato	Jornal	0.5	25.00	12.50
* Llenado de bolsas	Jornal	0.8	25.00	20.00
* Acomodo de fundas (distanciamiento)	Jornal	0.5	25.00	12.50
* siembra	Jornal	0.1	25.00	2.50
2. Labores culturales				180.00
* Riegos	Jornal	0.8	25.00	20.00
* Deshierbo Manual	Jornal	1.5	25.00	37.50
* Fertilización	Jornal	0.8	25.00	20.00
* Evaluación de Plagas y Enfermedades	Jornal	1	25.00	25.00
* Aplicaciones Fitosanitarias	Jornal	1	25.00	25.00
* Aplicación de Herbicida	Jornal	2	25.00	50.00
* Aplicación de Fibra	Jornal	0.1	25.00	2.50
3. Materiales				211.00
* Machete	Unidad	0.25	10.00	2.50
* Palana	Unidad	0.25	25.00	6.25
* Pintura	Unidad	0.5	8.00	4.00
* Bolsas de Polietileno (45 x 45 cm)	Paquet.	2.4	60.00	144.00
* Wincha de 5 m	Unidad	0.25	5.00	1.25
* Rafia	Unidad	1	0.50	0.50
* Mochila fumigadora de 20 L	Unidad	0.25	120.00	30.00
* Cordel de Nylon de 100 m	Unidad	0.25	20.00	5.00
* Análisis de suelo	Unidad	0.25	70.00	17.50
4. Insumos				166.62
* Semillas (germinadas)	Kg	0.5	240.00	120.00
* Urea	Kg	2.88	1.30	3.74
* Cloruro de Potasio	Kg	2.4	1.70	4.08
* Fosfato di amónico	Kg	6	1.80	10.80
* Sulpomag	Kg	0	-	-
* Glyfosato (herbicida)	L.	0.25	25.00	6.25
* Cipermetrina (Insecticida)	L.	0.25	40.00	10.00
* Benomyl (fungicida)	Kg	0.25	22.00	5.50
* Aderal (aderente)	L:	0.25	25.00	6.25
TOTAL COSTOS DIRECTOS				631.37
II. COSTOS INDIRECTOS				
1. Imprevistos (3.5% mensual)		28%		176.78
2. Gastos administrativos		8%		50.51
COSTO TOTAL				858.67

ANEXO 6: Costos de producción de palma aceitera en vivero T2

COSTOS DE PRODUCCIÓN DE PALMA ACEITERA EN VIVERO PARA EL T2 (RF)				
ACTIVIDADES	UNID.	CANTID.	PRE.UNIT. S/.	PRE. TOTAL S/.
I. COSTOS DIRECTOS (120 plantas)				
1. Instalación del vivero				56.25
* limpieza del vivero	Jornal	0.25	25.00	6.25
* Preparación del sustrato	Jornal	0.5	25.00	12.50
* Llenado de bolsas	Jornal	0.8	25.00	20.00
* Acomodo de fundas (distanciamiento)	Jornal	0.5	25.00	12.50
* siembra	Jornal	0.1	25.00	2.50
2. Labores culturales				180.00
* Riegos	Jornal	0.8	25.00	20.00
* Deshierbo Manual	Jornal	1.5	25.00	37.50
* Fertilización	Jornal	0.8	25.00	20.00
* Evaluación de Plagas y Enfermedades	Jornal	1	25.00	25.00
* Aplicaciones Fitosanitarias	Jornal	1	25.00	25.00
* Aplicación de Herbicida	Jornal	2	25.00	50.00
* Aplicación de Fibra	Jornal	0.1	25.00	2.50
3. Materiales				211.00
* Machete	Unidad	0.25	10.00	2.50
* Palana	Unidad	0.25	25.00	6.25
* Pintura	Unidad	0.5	8.00	4.00
* Bolsas de Polietileno (45 x 45 cm)	Paquet.	2.4	60.00	144.00
* Wincha de 5 m	Unidad	0.25	5.00	1.25
* Rafia	Unidad	1	0.50	0.50
* Mochila fumigadora de 20 L	Unidad	0.25	120.00	30.00
* Cordel de Nylon de 100 m	Unidad	0.25	20.00	5.00
* Análisis de suelo	Unidad	0.25	70.00	17.50
4. Insumos				164.28
* Semillas (germinadas)	Kg	0.5	240.00	120.00
* Urea	Kg	2.88	1.30	3.74
* Cloruro de Potasio	Kg	2.4	1.70	4.08
* Roca Fosforica	Kg	11.28	0.75	8.46
* Sulpomag	Kg	0	-	-
* Glyfosato (herbicida)	L.	0.25	25.00	6.25
* Cipermetrina (Insecticida)	L.	0.25	40.00	10.00
* Benomyl (fungicida)	Kg	0.25	22.00	5.50
* Aderal (aderente)	L:	0.25	25.00	6.25
TOTAL COSTOS DIRECTOS				629.03
II. COSTOS INDIRECTOS				
1. Imprevistos (3.5% mensual)		28%		176.13
2. Gastos administrativos		8%		50.32
COSTO TOTAL				855.49

ANEXO 7: Costos de producción de palma aceitera en vivero T3

COSTOS DE PRODUCCIÓN DE PALMA ACEITERA EN VIVERO PARA EL T3 (SPT)				
ACTIVIDADES	UNID.	CANTID.	PRE.UNIT. S/.	PRE. TOTAL S/.
I. COSTOS DIRECTOS (120 plantas)				
1. Instalación del vivero				56.25
* limpieza del vivero	Jornal	0.25	25.00	6.25
* Preparación del sustrato	Jornal	0.5	25.00	12.50
* Llenado de bolsas	Jornal	0.8	25.00	20.00
* Acomodo de fundas (distanciamiento)	Jornal	0.5	25.00	12.50
* siembra	Jornal	0.1	25.00	2.50
2. Labores culturales				180.00
* Riegos	Jornal	0.8	25.00	20.00
* Deshierbo Manual	Jornal	1.5	25.00	37.50
* Fertilización	Jornal	0.8	25.00	20.00
* Evaluación de Plagas y Enfermedades	Jornal	1	25.00	25.00
* Aplicaciones Fitosanitarias	Jornal	1	25.00	25.00
* Aplicación de Herbicida	Jornal	2	25.00	50.00
* Aplicación de Fibra	Jornal	0.1	25.00	2.50
3. Materiales				211.00
* Machete	Unidad	0.25	10.00	2.50
* Palana	Unidad	0.25	25.00	6.25
* Pintura	Unidad	0.5	8.00	4.00
* Bolsas de Polietileno (45 x 45 cm)	Paquet.	2.4	60.00	144.00
* Wincha de 5 m	Unidad	0.25	5.00	1.25
* Rafia	Unidad	1	0.50	0.50
* Mochila fumigadora de 20 L	Unidad	0.25	120.00	30.00
* Cordel de Nylon de 100 m	Unidad	0.25	20.00	5.00
* Análisis de suelo	Unidad	0.25	70.00	17.50
4. Insumos				165.54
* Semillas (germinadas)	Kg	0.5	240.00	120.00
* Urea	Kg	2.88	1.30	3.74
* Cloruro de Potasio	Kg	2.4	1.70	4.08
* Superfosfato Triple	Kg	5.4	1.80	9.72
* Sulpomag	Kg	0	-	-
* Glyfosato (herbicida)	L.	0.25	25.00	6.25
* Cipermetrina (Insecticida)	L.	0.25	40.00	10.00
* Benomyl (fungicida)	Kg	0.25	22.00	5.50
* Aderal (aderente)	L:	0.25	25.00	6.25
TOTAL COSTOS DIRECTOS				630.29
II. COSTOS INDIRECTOS				
1. Imprevistos (3.5% mensual)		28%		176.48
2. Gastos administrativos		8%		50.42
COSTO TOTAL				857.20

ANEXO 8: Costos de producción de palma aceitera en vivero T4

COSTOS DE PRODUCCION DE PALMA ACEITERA EN VIVERO PARA EL T4 (DAP)				
ACTIVIDADES	UNID.	CANTID.	PRE.UNIT. S/.	PRE. TOTAL S/.
I. COSTOS DIRECTOS (120 plantas)				
1. Instalación del vivero				56.25
* limpieza del vivero	Jornal	0.25	25.00	6.25
* Preparación del sustrato	Jornal	0.5	25.00	12.50
* Llenado de bolsas	Jornal	0.8	25.00	20.00
* Acomodo de fundas (distanciamiento)	Jornal	0.5	25.00	12.50
* siembra	Jornal	0.1	25.00	2.50
2. Labores culturales				180.00
* Riegos	Jornal	0.8	25.00	20.00
* Deshierbo Manual	Jornal	1.5	25.00	37.50
* Fertilización	Jornal	0.8	25.00	20.00
* Evaluación de Plagas y Enfermedades	Jornal	1	25.00	25.00
* Aplicaciones Fitosanitarias	Jornal	1	25.00	25.00
* Aplicación de Herbicida	Jornal	2	25.00	50.00
* Aplicación de Fibra	Jornal	0.1	25.00	2.50
3. Materiales				211.00
* Machete	Unidad	0.25	10.00	2.50
* Palana	Unidad	0.25	25.00	6.25
* Pintura	Unidad	0.5	8.00	4.00
* Bolsas de Polietileno (45 x 45 cm)	Paquet.	2.4	60.00	144.00
* Wincha de 5 m	Unidad	0.25	5.00	1.25
* Rafia	Unidad	1	0.50	0.50
* Mochila fumigadora de 20 L	Unidad	0.25	120.00	30.00
* Cordel de Nylon de 100 m	Unidad	0.25	20.00	5.00
* Análisis de suelo	Unidad	0.25	70.00	17.50
4. Insumos				167.70
* Semillas (germinadas)	Kg	0.5	240.00	120.00
* Urea	Kg	2.88	1.30	3.74
* Cloruro de Potasio	Kg	2.4	1.70	4.08
* Fosfato diamonico	Kg	6.6	1.80	11.88
* Sulpomag	Kg	0	-	-
* Glyfosato (herbicida)	L.	0.25	25.00	6.25
* Cipermetrina (Insecticida)	L.	0.25	40.00	10.00
* Benomyl (fungicida)	Kg	0.25	22.00	5.50
* Aderal (aderente)	L:	0.25	25.00	6.25
TOTAL COSTOS DIRECTOS				632.45
II. COSTOS INDIRECTOS				
1. Imprevistos (3.5% mensual)		28%		177.09
2. Gastos administrativos		8%		50.60
COSTO TOTAL				860.14

ANEXO 9: Secuencia de fotos de actividades realizadas.

ARADO DEL SUELO



LLENADO DE BOLSAS



DISTANCIAMIENTO DE BOLSAS



RECEPCIÓN DE LA SEMILLA



FOTO N° 7



FOTO N° 8

TRATAMIENTO DE SEMILLAS



FOTO N° 9



FOTO N° 10

SIEMBRA DE SEMILLAS



FOTO N° 11



FOTO N° 12

RIEGO POR ASPERSIÓN



FERTILIZACIÓN



CONTROL DE MALEZAS



FOTO N° 19



FOTO N° 20

CONTROL FITOSANITARIO



FOTO N° 21



FOTO N° 22

APLICACIÓN DE FIBRA



FOTO N° 23



FOTO N° 24

ANEXO 10: sección de fotos de variables evaluadas

Altura de planta y longitud de hoja



Numero de hojas y diámetro del tallo



ALTURA DE PLANTA/TRATAMIENTO



SACRIFICIO DE PLANTA Y LABADO DE RAIZ



Medición y conteo de raíces



PESO Y TAMAÑO DE RAIZ



Picado de la parte vegetativa de palma para secarlo en estufa a T° de 70 °C/24h



FOTO N° 37



FOTO N° 38

Pesado de muestras para determinar materia seca de la planta, laboratorio de Suelos de la FCA-T



FOTO N° 39



FOTO N° 40