

UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN MARTÍN - TARAPOTO

FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS

DEPARTAMENTO ACADÉMICO AGROSILVO PASTORIL

ESCUELA ACADÉMICO - PROFESIONAL DE AGRONOMÍA



TESIS

**“DETERMINACIÓN DE LAS CURVAS DE ABSORCIÓN DE FÓSFORO Y
POTASIO EN EL CULTIVO DE SACHA INCHI (*Plukenetia volubilis* L.)
BAJO LAS CONDICIONES DE BELLO HORIZONTE”**

PARA OPTAR EL TÍTULO DE:

INGENIERO AGRÓNOMO

PRESENTADO POR EL BACHILLER:

ROGER ARBILDO GUERRERO ABAD

TARAPOTO - PERÚ

2014

UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN MARTÍN - TARAPOTO
FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS
DEPARTAMENTO ACADÉMICO DE AGROSILVO PASTORIL
ESCUELA ACADÉMICO - PROFESIONAL DE AGRONOMIA



TESIS

“DETERMINACIÓN DE LAS CURVAS DE ABSORCIÓN DE FOSFORO Y POTASIO EN EL CULTIVO DE SACHA INCHI (*Plukenetia volubilis* L.) BAJO LAS CONDICIONES DE BELLO HORIZONTE”

PARA OPTAR EL TÍTULO DE INGENIERO AGRÓNOMO

PRESENTADO POR EL BACHILLER ROGER ARBILDO GUERRERO ABAD

TARAPOTO – PERÚ

2014

UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN MARTÍN - TARAPOTO
UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN MARTÍN - TARAPOTO
FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS
DEPARTAMENTO ACADÉMICO DE AGROSILVO PASTORIL
ESCUELA ACADÉMICO - PROFESIONAL DE AGRONOMIA
ÁREA DE SUELOS Y CULTIVOS

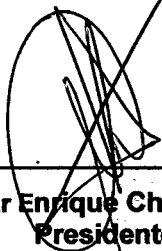
TESIS

“DETERMINACIÓN DE LAS CURVAS DE ABSORCIÓN DE FOSFORO Y POTASIO EN EL CULTIVO DE SACHA INCHI (*Plukenetia volubilis* L.) BAJO LAS CONDICIONES DE BELLO HORIZONTE”

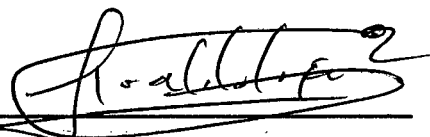
PARA OPTAR EL TÍTULO DE INGENIERO AGRÓNOMO

PRESENTADO POR EL BACHILLER ROGER ARBILDO GUERRERO ABAD

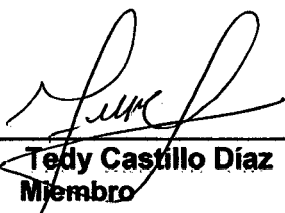
COMITÉ DE TESIS



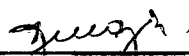
Ing. M.Sc. Cesar Enrique Chappa Santa María
Presidente



Ing. Roaldo López Fulca
Secretario



Ing. M.Sc. Tedy Castillo Díaz
Miembro



Ing. M.Sc. Carlos Rengifo Saavedra
Asesor

DEDICATORIA

**A mis queridos padres Maria Luisa
Abad Robledo y Cresencio Guerrero
Febre por su abnegada dedicación en
mi formación como persona.**

**Un agradecimiento muy especial a mis
hermanas María Nerida Guerrero Abad y
Gladis Guerrero Abad por su invaluable y
desinteresado apoyo hacia mi persona.**

**A mis demás familiares y amigos por
sus consejos en mi formación
profesional.**

AGRADECIMIENTO

Al Blgo. Ángel Martín Rodríguez del Castillo, al Ing. Danter Cachique Huansi, al Ing. M.Sc. Luis Alberto Arévalo López, Gerente Regional del Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana – San Martín por permitir realizar mi proyecto de investigación titulada “ Determinación de las curvas de absorción de fosforo y potasio en el cultivo de sachá inchi (*Plukenetia volubilis* L.) Bajo las condiciones de bello horizonte”

- A cada uno de los técnicos y trabajadores encargados del vivero del cultivo de sachá inchi por direccionar todas las actividades y al mismo tiempo hacer posible el desarrollo de mis prácticas.
- A todos los docentes de la Facultad de Ciencias Agrarias por las sabias enseñanzas brindadas durante mi formación universitaria.

ÍNDICE

	Pág.
I. INTRODUCCIÓN.....	01
II. OBJETIVOS	03
III. REVISIÓN DE LITERATURA.....	04
3.1 Generalidades del cultivo.....	04
3.1.1 Origen y distribución geográfica.....	04
3.1.2 Clasificación botánica.....	05
3.1.3 Morfología general.....	06
3.1.4 Distribución en el Perú.....	07
3.1.5 Distribución en el mundo.....	08
3.1.6 Ecología.....	08
3.1.7 Establecimiento de una plantación.....	13
3.2 Antecedentes sobre nutrición mineral.....	17
3.2.1 Fertilidad del suelo.....	17
3.2.2 Nutrición mineral de las plantas.....	18
3.2.3 Importancia de los elementos químicos de la fertilidad.....	19
3.2.4 Factores que influyen en la disponibilidad de los elementos.....	20
3.2.5 Metabolismo de los iones en las plantas.....	21
3.2.5.1 Movimiento de los iones del suelo a la raíz.....	22
3.2.5.2 Absorción de iones (Nutrientes).....	24
3.2.6 los nutrientes P y K para los cultivos.....	29
3.2.6.1 El fosforo en el crecimiento de las plantas.....	30

3.2.6.2 El potasio en el crecimiento de las plantas.....	31
IV. MATERIALES Y MÉTODOS.....	33
4.1 Ubicación del experimento	33
4.2 Metodología.....	34
4.2. Diseño experimental.....	37
V. RESULTADOS	41
5.1 Contenido de K a los 225 DDS en raíz.....	41
5.2 Contenido de K a los 225 DDS en el tallo.....	42
5.3 Contenido de K a los 225 DDS en el hojas.....	44
5.4 Contenido de K a los 225 DDS en fruto	45
5.5 Contenido de P a los 225 DDS en raíz.....	47
5.6 Contenido de P a los 225 DDS en el tallo.....	48
5.7 Contenido de P a los 225 DDS en el hojas.....	50
5.8 Contenido de P a los 225 DDS en fruto	51
5.9 Área foliar a los 225 DDS	53
5.10 Materia seca a los 225 DDS.....	54
VI. DISCUCIONES.....	56
6.1 Del contenido de K a los 225 DDS en raíces.....	56
6.2 Del contenido de K a los 225 DDS en el tallo.....	58
6.3 Del contenido de K a los 225 DDS en las hojas.....	60
6.4 Del contenido de K a los 225 DDS en frutos.....	61
6.5 Del contenido de P a los 225 DDS en raíces.....	63
6.6 Del contenido de P a los 225 DDS en tallo.....	66
6.7 Del contenido de P a los 225 DDS en hojas.....	67
6.8 Del contenido de P a los 225 DDS en frutos.....	69
6.9 Del área foliar a los 225 DDS.....	70

6.10 De la materia seca a los 225 DDS.....	72
VII. CONCLUSINES	74
VIII. RECOMENDACIONES.....	75
IX. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	76
X. ANEXOS.....	83

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1: potasio de la raíz.....	41
Cuadro 2: potasio en el tallo.....	42
Cuadro 3: potasio en la hoja.....	44
Cuadro 4: potasio en el fruto.....	45
Cuadro 5: fosforo de la raíz.....	47
Cuadro 6: fosforo en el tallo.....	48
Cuadro 7: fosforo en la hoja.....	50
Cuadro 8: fosforo en el fruto.....	51
Cuadro 9: área foliar del cultivo.....	53
Cuadro 10: materia seca del cultivo.....	54

ANEXO DE GRAFICOS

Grafico 1: potasio de la raíz.....	41
Grafico 2: potasio en el tallo.....	42
Grafico 3: potasio en la hoja.....	43
Grafico 4: potasio en el fruto.....	43
Grafico 5: fosforo de la raíz.....	44
Grafico 6: fosforo en el tallo.....	45
Grafico 7: fosforo en la hoja.....	46
Grafico 8: fosforo en el fruto.....	46
Grafico 9: área foliar del cultivo.....	47
Grafico 10: materia seca del cultivo.....	48
Grafico 11: potasio de la raíz.....	49
Grafico 12: potasio en el tallo.....	49
Grafico 13: potasio en la hoja.....	50
Grafico 14: potasio en el fruto.....	51
Grafico 15: fosforo de la raíz.....	52
Grafico 16: fosforo en el tallo.....	52
Grafico 17: fosforo en la hoja.....	53
Grafico 18: fosforo en el fruto.....	54
Grafico 19: área foliar del cultivo.....	55
Grafico 20: materia seca del cultivo.....	55

ÍNDICE DE IMAGENES

Imagen 1: distribución geográfica de p. Volùbilis en la selva alta y baja.....	7
Imagen 2:distribucion en el mundo.....	8
Imagen 3: relación entre el aporte de ls nutrientes y el crecimiento de la planta.....	20

I. INTRODUCCION

La Amazonía peruana presenta una extensión de 756,866 km² y constituye la décima parte de todos los bosques del mundo (Kalliola, 1993). En el Perú la Amazonía se divide en dos áreas geográficas: selva baja y la selva alta. La región de San Martín se encuentra ubicada en la segunda área geográfica y presenta dentro de su diversidad de recursos biológicos plantas silvestres como el "sacha inchi" *Plukenetia volubilis*, que es una liana cuyas almendras de sus semillas presentan elevadas concentraciones de omegas 3, 6 y 9. Razón por la cual es conocida por los nativos peruanos desde hace miles de años (cerámicos encontrados en tumbas Mochicas-chimu) (Hamaker, *et al.*, 1992). Esta planta actualmente presenta una gran demanda en el mercado internacional originando que sea cultivado a gran escala por agricultores rurales, empresas nacionales e internacionales.

Dada la importancia del cultivo, en los últimos años es importante realizar investigaciones relacionadas al manejo adecuado del mismo entre los cuales los requerimientos nutricionales del cultivo. Según Coraspe *et al.* (2009), la nutrición mineral es uno de los factores que más contribuye para lograr un elevado rendimiento y mejor calidad del producto, de forma que los nutrientes deben ser aplicados de acuerdo a las exigencias del cultivo, en las cantidades y épocas adecuadas, pues el rendimiento de los cultivos está ligada al tipo y características nutricionales en cada etapa de crecimiento de la planta. Infelizmente, sacha inchi mantiene un estado de escasa información científica sobre nutrición y absorción de nutrientes. Existe un vacío en el manejo de la fertilización en el cultivo, aunque se tiene claro que se debería tomar en cuenta que la planta en sus diferentes estados

de desarrollo presenta diferentes requerimientos nutricionales, siendo importante definir estos requerimientos en función a sus etapas fenológicas, con el fin de poder establecer dosificación de fertilizantes.

El fósforo (P) y el Potasio (K), son después del Nitrógeno los elementos que una planta más requiere. El P, es absorbido por la planta principalmente como ion ortofosfato primario ($H_2PO_4^-$), pero también se absorbe como ion fosfato secundario (HPO_4^{2-}), la absorción de esta última forma se incrementa a medida que se sube el pH. El potasio (K), es esencial para el crecimiento vegetal; las plantas absorben el potasio como ión (K^+) y su función es en la mayoría de los procesos vitales de la planta (Mengel y Kirkby, 1987).

En este sentido, el presente estudio pretende contribuir al conocimiento de cómo tener un mayor rendimiento en nuestro cultivo del sachá inchi en la región San Martín a través del estudio "Determinación de las curvas de absorción de fósforo y potasio en el cultivo de sachá inchi (*Plukenetia volubilis* L.) Bajo las condiciones de bello horizonte"

II. OBJETIVOS

- 2.1. Determinar los niveles de extracción en fosforo(P) y potasio (K) por el cultivo de sachá inchi (*Plukenetia volubilis* L.).
- 2.2. Determinar la curva de absorción de P y K para el cultivo.
- 2.3. Determinar la etapa fenológica de mayor absorción de fosforo (P) y potasio (K) para el cultivo.

III. REVISIÓN DE LITERATURA

3.1. Generalidades del cultivo de Sacha inchi (*Plukenetia voluvisis* L.).

3.1.1. Origen y distribución geográfica

La familia Euphorbiaceae comprende plantas anuales, de importancia ornamental, medicinal, alimentaria e industrial, que se caracterizan principalmente por la presencia de una sustancia lechosa, tipo látex y frutos tricapsulares. Abarca alrededor de 1 280 géneros con 8 000 especies aproximadamente, y se observa que está distribuido en todo el orbe (Bailey 1949). Es un género pantropical de lianas y enredaderas. Gillespie (1994) mencionó la existencia de 16 especies conocidas. De estas 11 están presentes en el Neotrópico, 4 en África y Madagascar y en Asia.

En el Perú se encuentra en estado silvestre en diversos lugares de San Martín, Ucayali, Huánuco, Cuzco, Amazonas, Loreto y Madre de Dios. En la región San Martín se encuentra en toda la cuenca del Huallaga, en la provincia de Lamas, en el valle del Sisa, en Alto mayo y Bajo Mayo. Crece desde los 100 hasta los 2000 m.s.n.m. (Manco, 2006). Fue cultivado también en la costa peruana en la época prehispánica y se han encontrado semillas y representaciones.

3.1.2 Clasificación botánica

La clasificación botánica según (Mostacero, Mejía, Gamarra. 2002) de la planta es la siguiente:

Reino : Plantae

Sub reino: Fanerógamas

División: Angiospermae

Clase: Dicotyledoneae

Subclase : Archichlamydeae

Orden: Geraniales (Gruinales)

Familia: Euphorbiaceae

Género: Plukenetia Linneo

Especie: Volubilis

Nombre científico : *Plukenetia volubilis* L.

Nombre común : Sacha Inchi, Maní del Monte

La especie *Plukenetia volubilis* L. es conocida de acuerdo al idioma o lugar con los siguientes nombres comunes, en el Perú: Sacha maní, Maní del monte, Maní del inca; en Estados Unidos: Inca peanut (Manco, 2001; Guillen *et al.*, 2003).

3.1.3. Morfología general

Es una planta voluble semileñosa y perenne que alcanza una altura de 2m aproximadamente. Sus hojas son alternas, acorazonadas, puntiagudas de 10 a 12 cm de largo y de 8 a 10 cm de ancho, con peciolo de 2-6 cm de largo. Las nervaduras nacen en la base de la hoja, orientándose la nervadura central hacia el ápice (Field Museum y Valles, 1990). Por lo general los bordes son dentados.

En la base de la hoja, mayormente justo al inicio del pedúnculo, muchas presentan una estipula. Las flores masculinas son pequeñas, blanquecinas y dispuestas en racimos. En la base del racimo y lateralmente, se encuentran una a dos flores femeninas. Los frutos son cápsulas de 3 a 5 cm de diámetro, dehiscentes, de color verde que cuando maduran se ponen de un color marrón negruzco. Usualmente están formados por cuatro cápsulas, algunos frutos presentan de cinco, a siete cápsulas. Dentro de las cápsulas se encuentran las semillas de color marrón-oscuro, con nervaduras notorias, ovales de 1,5 a 2 cm de diámetro y de 48 a 100 g de peso, ligeramente abultadas en el centro y aplastadas hacia los bordes, con un hileum bien diferenciado. Al abrirlas encontramos los cotiledones a manera de almendras y cubiertos de una película blanquecina. En condiciones de medio ambiente y al aire libre, la semilla se conserva por más de un año (Arévalo, 1990-1995; Valles, 1992).

3.1.4. Distribución en el Perú

En el Perú *Plukenetia volúbilis* L. se encuentra reportada en los departamentos de San Martín, Ucayali, Huanuco, Cuzco, Amazonas, Loreto y Madre de Dios; dentro del departamento de San Martín fue reportado para en la cuenca del Huallaga, en la provincia de Lamas, en el Valle de Sisa, y en Alto y bajo Mayo (Manco, 2001; Valles, 1995; Macbride, 1951; Gillespie, 1993).

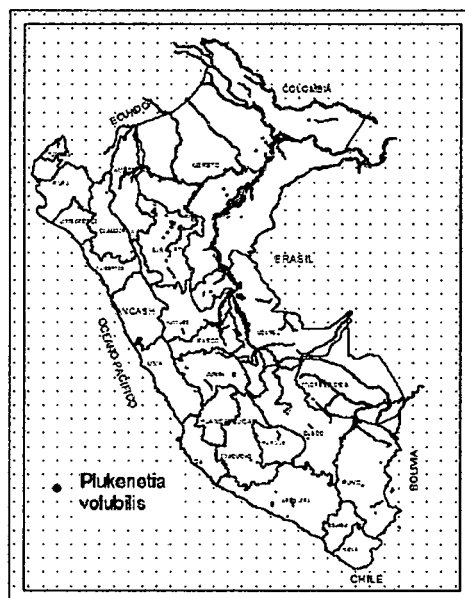


Figura 1: Distribución geográfica de *P. volúbilis* en la selva alta y baja de Amazonía peruana.

3.1.5. Distribución en el Mundo

Plukenetia volúbilis L. se encuentra ampliamente distribuida, habiendo sido reprotada para Brasil, Bolivia, Colombia, Costa Rica, Ecuador, Guyana Francesa, México, Panamá, Perú, Surinam y Venezuela (Correa & Bernal 1992; Gillespie, 1993; Vázquez ,1997).

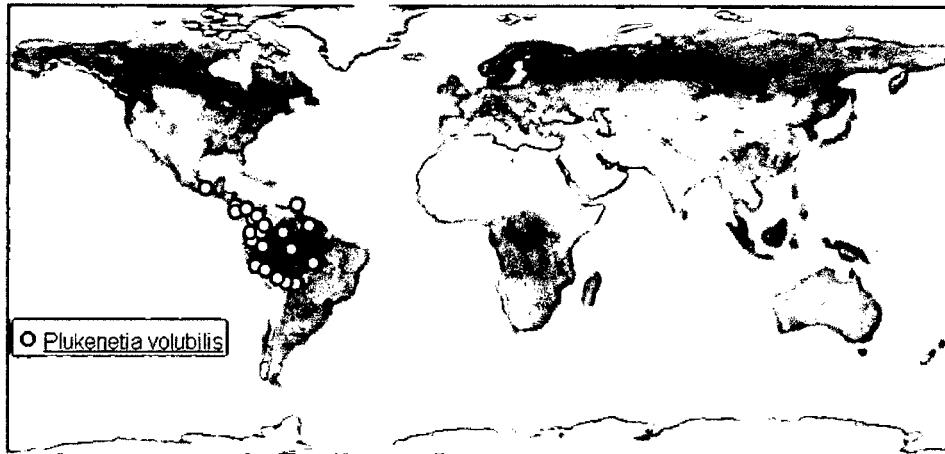


Figura 2: Ubicación de sachá inchi *Plukenetia volúbilis* L. en el mundo.

3.1.6. Ecología

a. Temperatura

De acuerdo a su distribución, crece y se comporta muy bien a las diversas temperaturas que caracterizan a la Amazonía Peruana.

La duración del período siembra-comienzo de cosecha es tanto más corta, cuanto más alta es la temperatura en los inicios de la etapa de crecimiento; por lo tanto, conviene un desarrollo rápido de la planta a partir de la primera edad, ya que esto implica un mayor desarrollo foliar, radicular y un corto período vegetativo.

En el departamento de San Martín, las temperaturas mínimas medias son alcanzadas en el mes de junio y pasan de los 17 °C; sin embargo en

observaciones de más de 20 años en localidades como Sauce, San José de Sisa y Lamas, se han tenido en ocasiones temperaturas mínimas absolutas alrededor de 10 °C. Al igual en el Alto Mayo donde las temperaturas son muy bajas el "sacha inchi" crece sin mayores problemas. En cuanto a la influencia de la temperatura en la reproducción, se ha observado que las temperaturas muy altas son desfavorables y que ocasionan la caída de flores y frutos pequeños principalmente los recién formados.

El efecto depresivo de las altas temperaturas en la producción se explica de dos maneras:

1. La temperatura alta acelera la transpiración, causando el marchitamiento y el cierre de los estomas ocurriendo esto más pronto durante el día. Esto da por resultado una rápida reducción de la fotosíntesis.
2. La temperatura alta también aumenta la velocidad de respiración y la alta intensidad respiratoria nocturna de las plantas, originando agotamiento de la reserva de carbohidratos. Al disminuir el proceso de fotosíntesis y al aumentar la velocidad de respiración, resulta una menor elaboración de carbohidratos para el crecimiento y almacenamiento.

b. Altitud

Crece desde los 100 msnm en la Selva Baja y 1 500 msnm en la Selva Alta; alcanzando un comportamiento óptimo, en Juan Guerra (Tarapoto), a una altitud de 232 msnm (Arévalo, 1990-1995).

c. Agua

Es una planta de rápido crecimiento, requiere de disponibilidad permanente de agua, para tener un crecimiento sostenido; siendo mejor si las lluvias se distribuyen en forma uniforme durante los 12 meses. Un período relativamente prolongado de sequía o de baja temperatura, causan un crecimiento lento y dificultoso. Las plantas en general muestran un ligero marchitamiento como resultado de la falta de agua, se acelera la maduración de los frutos (maduración prematura) resultando éstos de tamaño pequeño, con semillas vanas y de pobre calidad; en caso de que la sequía se acrecienta, los frutos inmaduros caen al suelo (Arévalo, 1990-1995). En la generalidad de los casos, los excesos de agua incrementan los daños producidos por las plagas y enfermedades, debido a que la planta se torna más succulenta. La influencia de la lluvia es notoria en la polinización y fertilización (Arévalo, 1990-1995).

a. luz

Requiere abundante luz para el proceso de fotosíntesis. A bajas intensidades de luz, la planta necesita de mayor número de días para completar su ciclo vegetativo; asimismo, cuando la sombra es muy intensa la floración disminuye y por lo tanto la producción se reduce. Con el sistema

de tutores vivos (*Erythrina* sp), manejándose la sombra con podas, el "sacha inchi" tiene un buen comportamiento (Arévalo, 1990-1995).

b. Humedad relativa

Una alta humedad relativa con fuertes precipitaciones pluviales condiciona un desarrollo vigoroso de la planta, aunque puede resultar propicio para la proliferación de enfermedades (Figuroa, 1992). A una humedad relativa del 78% y una temperatura media de 26 °C, se observan plantas de "sacha inchi" prácticamente libres de enfermedades (Arévalo, 1995).

c. Actividad vegetativa continúa

El "sacha inchi" a diferencia de otras especies de oleaginosas, tiene una actividad de crecimiento vegetativo y fructificación continuada durante todo el año. Esto a pesar de las variaciones limitantes que puedan presentarse en uno o varios de los factores relacionados con las características del clima o del suelo (Arévalo, 1990-1995).

d. Drenaje

Para un mejor desarrollo y producción, se necesitan terrenos con drenaje adecuado, que eliminen el exceso de agua tanto a nivel superficial como profundo; lo cual tiene que ver mucho con la textura del suelo, ya que ésta es importante para su cultivo. La poca absorción de agua y nutrimentos por la planta, así como el crecimiento anormal y superficial de las raíces, hacen que éstas se tornen más vulnerables al ataque de nematodos y enfermedades radiculares (Arévalo, 1990-1995).

e. Crecimiento vegetativo

La planta del "sacha inchi" de frutos comestibles y oleaginosos, es trepadora, de abundantes hojas y ramas, alcanza la altura de la planta soporte, por lo tanto no es recomendable que ésta tenga una altura mayor de 2 m para facilitar la cosecha. Si existe una suficiente humedad, la germinación se inicia aproximadamente a las dos semanas de realizada la siembra. Una semana después, aparece la segunda hoja verdadera y el tallo guía (Arévalo, 1990-1995).

f. Fructificación

Arévalo, (1990-1995), menciona que la floración se inicia aproximadamente a los 3 meses (90 días) luego de realizado el trasplante, apareciendo primero los primordios florales masculinos e inmediatamente después los femeninos. En un período de 7 a 19 días, las flores masculinas y femeninas completan su diferenciación floral.

A continuación, se inicia la formación de los frutos completando su desarrollo a los 4 meses después de la floración. Luego se inicia la maduración propiamente dicha de los frutos, cuando éstos, de color verde empiezan a tornarse de un color negrusco, que finalmente se convierte en marrón oscuro o negro cenizo; indicador que está listo para la cosecha. Este proceso de maduración del fruto dura aproximadamente de unos 15 a 20 días, iniciándose la cosecha a los 7,5 meses después de la siembra y/o trasplante, con una producción continua (Arévalo, 1990-1995).

En el período de formación del fruto, existe una fase que se podría llamar "estado lechoso", pues es en este estadio en que se vuelve muy apetecible a los insectos chupadores. Adicionalmente se ha observado que antes de este estado, cuando los frutos han empezado a diferenciarse y tienen aproximadamente 2,0 cm de diámetro caen verdes o se necrosan y posteriormente caen; aún no se ha investigado, si esto es producto de una reacción fisiológica de la planta o es por efecto del medio ambiente (Arévalo, 1990-1995).

3.1.7. Establecimiento de una plantación

a. Preparación del terreno

La preparación del terreno debe sustentarse en la ubicación geográfica, en la topografía y en las características de la vegetación primaria o secundaria del lugar. Sin embargo, las nuevas plantaciones de "sacha inchi" se deberán establecer en lo posible, en áreas de bosques secundarios o "purmas", después de un cultivo de subsistencia como el maíz, algodón, yuca, etc., o en plantaciones con otros cultivos en decadencia, abandonados o erradicados. Además, donde las condiciones sean adecuadas, el "sacha inchi" se puede intercalar con otros cultivos permanentes como el plátano, café, etc., siempre que éstos no le den sombra (Arévalo, 1990-1995).

Antes de realizar la plantación debe efectuarse el trazo del sistema de drenaje y los caminos, a fin de facilitar los desplazamientos dentro de la plantación, el ingreso de insumos, la atención de las labores culturales y salida de la cosecha.

Finalmente, también es posible sembrar el "sacha inchi" en monte virgen haciendo un "raleo" de tal manera que permita el ingreso de la luz solar. Luego seguir eliminando el monte a medida que las plantas van necesitando luz o se van sembrando los tutores. Esta práctica no es la más recomendable, pero se puede utilizar cuando la mano de obra es escasa (Valles 1992)

b. Época de siembra

El momento oportuno de efectuar la siembra del "sacha inchi" en San Martín está condicionado, especialmente, al régimen pluviométrico. Según esto, se puede iniciar las siembras entre diciembre y marzo. Si se está utilizando almácigos, se pueden realizar entre los meses de noviembre y febrero. En zonas donde existen problemas de enfermedades debe sembrarse al final de las lluvias para evitar el ataque de aquellas (Arévalo, 1990-1995).

c. Propagación del sacha inchi

El método más adecuado de propagación en cualquier especie, depende en gran medida del tipo de material que se utilice. El "sacha inchi", planta nativa de la región amazónica, se propaga comúnmente por semilla, aunque también se puede realizar la propagación asexual o por estacas,

según ensayo preliminar realizado en el Instituto de la Investigación de la Amazonia Peruana (IIAP).

En el método de propagación sexual, la semilla puede sembrarse directamente en el campo o en un vivero. En la siembra directa se colocan 2 semillas por hoyo y posteriormente se elimina la planta más débil, dejando la más vigorosa. Cuando las plantas están pequeñas se les debe proporcionar un poco de sombra, aprovechándose para esto la siembra de un cultivo asociado de subsistencia como maíz, yuca, frijol, algodón o el propio tutor. Se ha conseguido acelerar la germinación de 8 a 10 días haciéndose un raspado a las semillas.

La siembra en vivero puede realizarse previamente en almácigos, distribuyendo las semillas en línea, a una profundidad de 3 cm. y a una distancia de 10 cm. entre sí. Una vez alcanzado el estado de plántula con sus 2 hojas verdaderas se hace el repique o traslado de las más vigorosas a las bolsas plásticas de 10 x 20 cm., conteniendo tierra negra de bosque. Aquí se mantienen por un período de un mes, para luego ser trasladadas a campo definitivo para su trasplante, antes de que empiece a trepar, transcurriendo aproximadamente 45 días desde el almácigo a trasplante.

Para efectuar el trasplante, es conveniente realizar en el terreno hoyos de 30 x 30 x 30 cm, en los cuales se colocan las plántulas; previamente se retira la bolsa de plástico que la envuelve, evitando que se desmorone el

sustrato que rodea a la raíz. El plantón se instala en el hoyo de tal manera que el nivel del cuello de la planta quede al ras del suelo, colocándose la tierra superficial u orgánica en el fondo, hasta que se consiga la altura ideal aproximada-mente 30 cm., y se proceda al llenado de éste usando 100 g de superfosfato triple de calcio, en mezcla con la tierra y haciendo ligeras presiones en el suelo para no dejar espacios vacíos. Se debe dejar un montículo de tierra alrededor de la planta, para evitar el exceso de agua, durante las precipitaciones. También se puede hacer el trasplante desde el almácigo a raíz desnuda se entierran a 10 cm. dejando el cuello de la plántula a 3 cm. debajo de la superficie del suelo (Valles 1992).

d. Cosecha

La cosecha del "sacha inchi", bajo cualquier circunstancia de su uso o destino, tiene lugar generalmente cuando los frutos o cápsulas se tornan de un color marrón oscuro o negro cenizo. Se realiza recolectando las cápsulas con la mano, pues éstas se desprenden fácilmente. Algunas veces se producen pérdidas por dehiscencia, por ello es recomendable cosechar cada 15 días. Según Valles (1992), la cosecha se estabiliza a partir de los 14 meses. Generalmente, cuando se realiza la cosecha, se encuentran algunas cápsulas inmaduras, que todavía conservan algo de color verde y si se dejan en el campo para la siguiente cosecha, tal vez ya no se cosechen debido a su dehiscencia. Por lo tanto, en estos casos, lo que se recomienda es cosecharlas y poner las cápsulas inmediatamente al sol, para evitar el ataque de hongos, y así no se deteriore la calidad del producto.

Es importante también indicar que algunas cápsulas, una vez maduras fisiológicamente caen, por lo que al momento de realizar la cosecha éstas se recogerán del suelo.

3.2. Antecedentes sobre nutrición mineral

3.2.1. Fertilidad del suelo.

Sánchez (2007), menciona que la fertilidad del suelo es una cualidad resultante de la interacción entre las características físicas, químicas y biológicas del mismo y que consiste en la capacidad de poder suministrar condiciones necesarias para el crecimiento y desarrollo de las plantas. En lo referente al suministro de condiciones óptimas para el asentamiento de las plantas, estas características no actúan independientemente, sino en armónica interrelación, que en conjunto determinan la fertilidad del suelo. Por ejemplo, un suelo puede estar provisto de suficientes elementos minerales - fertilidad química - pero que no está provisto de buenas condiciones físicas y viceversa.

También sostiene que la fertilidad del suelo no es suficiente para el crecimiento de las plantas; el clima juega un papel importante y determinante en muchos casos. Por ejemplo se puede tener un suelo fértil y que dadas las temperaturas extremas no es capaz de producir buenas cosechas, entonces en un suelo fértil, no productivo. Según Ramos (2006), hay que tener bien claro dos términos, uno la fertilización y el otro lo concerniente a nutrición vegetal, definiendo a:

- **Fertilización;** como la acción de agregar fertilizantes al suelo para que los cultivos crezcan, se desarrollen y produzcan. Además, sostiene que al momento de colocar fertilizantes, lo hacemos para potenciar todas las actividades de las planta y que esta se transforme en una maquina eficiente de producir.
- **Nutrición Vegetal;** permite englobar el comportamiento del cultivo respecto de la aplicación de dichos fertilizantes. Por ejemplo, cuando un cultivo absorbe nitrógeno que se le aplico previamente en la forma de urea, ¿Cómo reacciona esa planta? ¿Qué está pasando internamente y como se ve esa reacción desde afuera? Es fundamental observar la planta e intentar comprenderla.

3.2.2. Nutrición mineral de las plantas.

Los elementos químicos que forman parte de la composición de nuestro planeta son poco más de cien, pero solo algunos, en virtud de sus características químicas, constituyen la materia viva participando a la formación de las complejas moléculas biológicas y en su funcionamiento (Sequi & Piaggese 2004). Según la FAO (2002), los nutrientes que necesitan las plantas se toman del aire y del suelo. Si el suministro de nutrientes en el suelo es amplio, los cultivos probablemente crecerán mejor y producirán mayores rendimientos. Sin embargo, si aún uno solo de los nutrientes necesarios es escaso, el crecimiento de las plantas es limitado y los rendimientos de los cultivos son reducidos. Sequi y Piaggese (2004).

3.2.3. Importancia de los elementos químicos de la fertilidad en la fisiología de la planta.

Las plantas viven en un ambiente iónico muy diluido donde logran nutrirse y por lo tanto sobrevivir, en virtud de la capacidad que tiene de acumular en su interior iones a concentraciones aun 10.000 veces superiores a las externas (Sequi & Piaggese 2004). También mencionan que en el suelo las sustancias de bajo peso molecular (entre las cuales están los iones minerales nutritivos), gracias a la difusión y al flujo de masa, se hallan en continuo movimiento alcanzando, de esta manera, las raíces de las plantas.

Un elemento nutritivo mineral puede funcionar, además de como constituyente de una estructura orgánica, como activador de una reacción enzimática, transportador de carga, u osmo-regulador. Los micronutrientes como integrantes de muchas estructura enzimáticas, son capaces de catalizar la mayor parte de las reacciones típicas del metabolismo de la planta y por ende influenciar en la fisiología (Sequi & Piaggese 2004). Cada planta posee su mínimo, optimo y máximo de tolerancia para cada uno de los citados elementos: por ello su disponibilidad puede ser anormal por defecto (deficiencia o carencia nutricional), o por exceso, verificándose en tal caso fenómenos de fitotoxicidad (intoxicación) (Sequi & Piaggese 2004).



Figura 3: Relación entre el aporte de los nutrientes y el crecimiento de la planta.

Fuente: Sequi, P. y Piaggese, A. 2004. Istituto Sperimentale per la Nutrizione delle Piante

3.2.4. Factores que influyen en la disponibilidad de los elementos nutritivos.

El contenido en nutrientes de los suelos de cultivo depende tanto del material de partida, como de los aportes de fertilizantes, sin olvidar la posible acción de la contaminación atmosférica, que puede motivar incrementos significativos de la concentración de determinados elementos en zonas con cantidades importantes de deposición por vía húmeda y/o seca (Alloway 1995; Dixon & Weed 1989).

Esencialmente, los factores que afectan a la disponibilidad de nutrientes son pH, contenido en materia orgánica, textura y potencial redox (Loué 1988). Debido a la complejidad de las reacciones químicas y de los procesos que determinan el aumento o la pérdida de nutrientes en el suelo, es difícil predecir el comportamiento de los mismos. Como primera aproximación, y en base a la extracción con reactivos más o menos selectivos y específicos para una

forma o asociación físico-química particular, se admite (Alloway 1995) que los nutrientes del suelo se pueden encontrar en 5 fracciones o estados: soluble, intercambiable, asociados a la materia orgánica, asociados a óxidos, asociados a minerales primarios y secundarios. También se admite que la fracción más lábil, en la que se encuentra la porción de un elemento asimilable a corto y medio plazo está formada por los tres primeros estados: soluble, intercambiable y asociada a la materia orgánica. Por tanto, el contenido total de un nutriente en un suelo no da idea de la cantidad que está disponible para la planta.

3.2.5. Metabolismo de los iones en las plantas

Las raíces de las plantas absorben iones (nutrientes) de la solución del suelo y, como consecuencia, para mantener el equilibrio entre la fase sólida y líquida se produce la desorción o disolución desde la fase sólida, pero no toda la cantidad de un elemento existente en la fase sólida del suelo puede ser transferido a la solución (Rajj 1998). Además de la extracción por el sistema radicular, numerosos procesos afectan a la movilidad y retención de los elementos en el suelo, y entre los principales cabe citar: la meteorización, la solubilización, la precipitación, la inmovilización por los organismos del suelo y el lavado. Por otro lado, la disponibilidad de los nutrientes del suelo no sólo está relacionada con los procesos que afectan a su retención o movilidad sino que depende de diversos factores físico-químicos.

3.2.5.1. Movimientos de los iones del suelo a la raíz.

Marchner (2003), sostiene que para que un nutriente pueda ser absorbido por las raíces de las plantas debe encontrarse disuelto en la solución del suelo. Generalmente las plantas absorben formas minerales iónicas de los diferentes, en algunos casos pueden absorber moléculas orgánicas simples pero en general son procesos minoritarios respecto a los anteriores. Para que cualquier compuesto sea absorbido por una planta, éste debe estar en contacto con su raíz (López 2009).

Ramos (2006), menciona que los nutrientes llegan a las raíces a través de tres mecanismos; Flujo de masas, difusión e intercepción radicular.

a. Flujo de masas

López (2009), afirma que los compuestos son transportados en forma de iones a la raíz vía flujo de agua. Las plantas transpiran agua lo cual causa un gradiente que permite al agua fluir hacia la raíz. Si los compuestos se encuentran en forma soluble en agua, serán absorbidos a través de la raíz. Este es un mecanismo importante por medio del cual la planta absorbe nutrientes o iones que están abundantemente en el suelo, pero se encuentran débilmente fijados al él, como lo son el Ca^{2+} , Mg^{2+} , NO_3^- , Cl^- y H_3BO_3 . Los factores que influyen en el flujo de masa son la textura (poca humedad en el suelo disminuye el flujo de masa), el tamaño del sistema de raíces de la planta (profundidad, grosor), la temperatura del suelo (temperaturas frías reducen la transpiración de la planta). Sánchez (2007), sostiene que consiste en el movimiento del elemento de una fase acuosa (solución) de una región más

húmeda, distante de la raíz, hacia otra más seca (próxima a la superficie radicular). La cantidad que puede entrar en ese proceso es:

$$Q_{fm} = [M] \cdot V$$

Donde: [M] = Concentración del elemento en la solución.

V = Volumen de agua absorbida por el cultivo.

b. Difusión

Según López (2009), la difusión es la migración espontánea de sustancias de regiones de alta concentración a regiones donde la concentración es más baja. También sostiene que, la difusión iónica ocurre en la solución del suelo. Los iones disueltos en la solución del suelo se moverán de zonas de mayor concentración a zonas de menor concentración. El área alrededor de la raíz en una planta con crecimiento activo tiene una baja concentración de nutrientes, así que los nutrientes que se encuentran en la solución del suelo, migrarán hacia el área de la raíz. Los nutrientes que son absorbidos por las raíces de las plantas a través de este mecanismo son el potasio (K) y el fósforo (P), ambos son de baja solubilidad. El principal factor que influye en la difusión es el gradiente de concentración. El gradiente de concentración es el radio de difusión de los compuestos o nutrientes en el suelo, y ésta dado por el coeficiente de tortuosidad del suelo, el área de la raíz. La tortuosidad es el camino que los iones toman en la difusión. Una porosidad del suelo grande y una adecuada humedad hacen decrecer la tortuosidad, haciendo que la difusión sea más fácil y ocurra más. A poros pequeños (suelos arcillosos) y reducida humedad, la tortuosidad se incrementa. La movilidad de los iones o

átomos es afectada temperatura la porque el rango de difusión se hace mayor al incrementar la temperatura; así también, a bajas temperaturas la difusión se ve limitada. Las propiedades químicas y físicas del suelo también influyen en la movilidad de iones. A bajos pH la difusión de iones se da más rápidamente que en pH alcalinos. El porcentaje de agua remanente en un suelo dos días después de haber sido saturado y permitido drenar libremente, es conocido como capacidad de campo.

c. Intercepción Radicular

El sistema de raíces en la planta es el encargado de la absorción de nutrientes ya sean móviles o no. Los nutrientes “móviles” forman compuestos solubles que no interactúan con los sólidos del suelo y podemos hallarlos en concentraciones comparativamente altas en la solución del suelo. La zona de absorción de estos será comparativamente más grande a la de los nutrientes que no lo son. Un ejemplo son los nitratos (NO_3^-). Los nutrientes inmóviles son insolubles y se encuentran fijados a partículas sólidas en el suelo. La zona de absorción para estos nutrientes se encuentra mayormente localizada alrededor de las raíces; éste es el caso del potasio y del fósforo.

3.2.5.2. Absorción de iones (nutrientes).

Según Ramos (2006), los iones de los nutrientes deben estar disueltos en el agua del suelo (solución suelo) para que las plantas puedan absorberlos. Estos iones pasan desde la solución del suelo hasta el centro vascular de las raíces a través de membrana celular. El movimiento a través de la membrana puede ser activo o pasivo.

a. Membranas vegetales

El funcionamiento de las células vegetales depende de la regulación adecuada del tráfico de iones y moléculas a través del plasmalema y entre los distintos compartimentos celulares. El flujo de iones permite la génesis, el mantenimiento y la regulación de la turgencia; la nutrición mineral; los procesos de adaptación a condiciones salinas o acumulación de sustancias nocivas, como metales pesados e iones radioactivos. Así mismo, el tráfico de iones en las células oclusivas de los estomas está relacionado con el mecanismo de apertura y cierre de los mismos, permitiendo la regulación de los procesos de transpiración y fotosíntesis (Hendrich & Schroeder 1989; Maathuis & Sanders 1992; Schroeder 1995; Taiz & Zeiger 1998; Fernández & Maldonado 2000; Sanders & Bethke 2000). Con una proporción diversa todas las membranas celulares contienen prácticamente los mismos componentes, cuyo ensamblaje da lugar a la formación de barreras de permeabilidad selectiva para el paso de sustancias a través de ellas (Clarkson 1987).

Los principales lípidos que forman las membranas de las células vegetales son fosfolípidos y esteroides. Los primeros son muy abundantes y proporcionan fluidez; los segundos, menos abundantes, proporcionan rigidez. La proporción de cada uno de ellos varía entre las dos capas que constituyen la membrana y determina la orientación de las proteínas que contiene (Clarkson 1987). La presencia de proteínas en las membranas confiere una serie de características bioquímicas y la capacidad para transportar sustancias. Las proteínas pueden disponerse atravesando la

bicapa lipídica, llegando a sobresalir a ambos lados de la misma; por otra parte, también pueden quedar incluidas en la bicapa. Ambas, denominadas proteínas intrínsecas a la membrana, pueden fluir con relativa facilidad en la bicapa o quedar fijas en la membrana (Clarkson 1987).

b. Transporte de iones a través de membranas vegetales

Las proteínas transportadoras o sistemas de transporte están incluidas en las membranas y, cuando se activan, son permeables al paso de iones o metabolitos, permitiendo que dichos solutos fluyan a través de la membrana. El correcto funcionamiento de estos sistemas de transporte permite el mantenimiento de gradientes metabólicos e iónicos esenciales para el crecimiento, desarrollo y transducción de señales en plantas (Hendrich & Schroeder 1989; Maathuis & Sanders 1992; Maathuis & Sanders 1999).

El transporte de los iones o de cualquier otro soluto, salvo las pequeñas moléculas gaseosas, se realiza a través de las proteínas transportadoras, sin que el sustrato que se transporta contacte con la región lipofílica de la membrana (Clarkson 1987).

b.1. Transporte pasivo

El flujo difusivo o a favor de gradiente es mediado por proteínas, denominadas canales, incluidas en la membrana que pueden abrirse o cerrarse (gating) constituyendo poros selectivos para el paso de iones, siendo los principales en células vegetales: K^+ , Ca^{2+} , Na^+ y Cl^- (Rubio

2004). Así mismo, los canales también permiten el paso de moléculas de agua, función atribuida a las denominadas acuaporinas (Weiget *al.* 1997; Schöffner 1998).

Según Sánchez (2007), el elemento entra sin que la célula necesite gastar energía, desplazándose de una región de mayor concentración a una de menor concentración. Con esta absorción se da el 15% del total absorbido.

Tiene las siguientes características:

- Se da en células vivas o no
- Independiente de la respiración
- No requiere energía
- Aeróbico y anaeróbico
- No influyen los inhibidores

b.2. Transporte activo

Rubio (2004), sostiene que los sistemas de transporte activo permiten el flujo de los iones o solutos en contra de su gradiente de potencial electroquímico. Se distinguen dos tipos de sistemas en función de la energía que utilizan para impulsar el transporte. Así, en plantas los transportadores primarios o bombas realizan el transporte consumiendo energía metabólica (ATP ó PP_i). El segundo grupo lo forman los transportadores secundarios o carriers que utilizan la energía asociada al flujo difusivo de un ión, en un proceso de cotransporte, para impulsar el movimiento de sustancias en contra de gradiente. Según Sánchez (2007), corresponde a un segmento donde M (elemento en solución) atraviesa

una barrera lípida del plasmolema hasta el tonoplasto, para esto necesita gastar energía en la respiración. El mecanismo o mecanismos para la absorción activa no está totalmente explicado, lo que se sabe al respecto es que:

- El transporte activo consiste en una operación de una bomba iónica (en sentido hidráulico) y,
- Una enzima ATPasa, localizada en el plasmolema activada por cationes con diferentes especificidades, bombeando H^+ hacia fuera del citoplasma. Tiene las siguientes características:
 - Se da con la célula viva
 - Ligada a la respiración
 - Requiere energía
 - No es espontánea
 - Aeróbica
 - Influye a los inhibidores
 - Temperaturas fisiológicas.

c. Principios de la Absorción de Solutos (Sánchez 2007).

- Muchos solutos se acumulan en el interior de las células. Razón de acumulación: exterior [-], interior [+].
- La absorción de solutos es específica y selectiva. Absorción de K^+ es selectivo a pesar que Na^+ es semejante.
- Los solutos absorbidos a menudo salen con lentitud, eso indica que la absorción es unidireccional sobre todo.

- La rapidez de absorción de solutos varía con la concentración, velocidad de absorción vs. concentración. En plantas cultivadas eso significa frecuencia de aplicación.

3.2.6. Los nutrientes P y K para los cultivos

El fósforo (P) y el potasio (K), son después del Nitrógeno los elementos que una planta más requiere. El P es absorbido por la planta principalmente como ion ortofosfato primario (H_2PO_4^-), pero también se absorbe como ion fosfato secundario (HPO_4^{2-}), la absorción de esta última forma se incrementa a medida que se sube el pH. Una vez 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 e incorporado en compuestos orgánicos formados. De esta forma el P se mueve a otras partes de la planta donde estará disponible.

El potasio (K), es esencial para el crecimiento vegetal; las plantas absorben el potasio como ión (K^+) y su función está relacionada a procesos vitales de la planta. Su rol es múltiple: Es el catión más importante, no solo por su alto contenido en los frutos, sino por sus funciones bioquímicas y fisiológicas tales como; activación de enzimas, crecimiento y división celular en tejidos jóvenes, síntesis de carbohidratos, proteínas y aceites, transporte de azúcares a través

del floema usando ATPase como fuente de energía, la absorción de agua por las raíces y regulación de la transpiración, mayor tolerancia a condiciones estresantes debido a la sequía, salinidad, heladas y enfermedades, y regulador de los balances iónicos en la planta (Mengel y Kirkby, 1987).

Debido a la importancia que viene adquiriendo el cultivo y la implicancia que tienen el P y K en el desarrollo de los cultivos, es necesario conocer en detalle la absorción, el desplazamiento, y la distribución del potasio dentro de la planta durante el ciclo vital del cultivo. Para así establecer los programas de fertilización.

3.2.6.1. El fósforo (P) en el crecimiento de las plantas.

Según Perdomo, Barbazán y Duran (1994), el fósforo forma parte de moléculas de carácter energético como puede ser el ATP o el NADPH. En este último caso forma un enlace éster fosfórico con grupos hidroxilos y en el otro, en el ATP, forma enlaces tipo anhídrido de ácido ricos en energía.

Realiza una función clave en la fotosíntesis, la respiración celular y todo el metabolismo energético. También tiene un papel estructural como enlace fosfodiéster presente en los ácidos nucleicos y en los fosfolípidos. Tiene una función metabólica, en la regulación de la síntesis y transporte de hidratos de carbono. Favorece el desarrollo de las raíces al comienzo de la vegetación.

Los forrajes enriquecidos con fósforo y potasio, son más nutritivos y contribuyen a la buena formación y fortaleza del esqueleto de los animales. También aumenta la riqueza en almidón, azúcares y féculas, dando frutos y semillas de mejor calidad, en beneficio de la alimentación humana y del ganado. El fósforo se comporta como elemento muy móvil que se distribuye fácilmente por toda la planta. Contenido de P en tejidos vegetales se encuentra en el intervalo 0.3-0.5% en peso seco.

La distribución de fósforo en la planta: una parte se encuentra ligada a moléculas orgánicas de interés como ácidos nucleicos, fosfolípidos, ATP, azúcares fosfato, pectatos (en la pared celular) y fitatos (en semillas y órganos de reserva). Otra parte del P se encuentra en forma iónica libre, el 75% en las vacuolas y el 25% restante, en la matriz y los orgánulos citoplasmáticos, en equilibrio con los ciclos metabólicos.

4.2.6.2 El potasio (K) en el crecimiento de las plantas

En la fotosíntesis, el potasio regula la apertura y cierre de los estomas, y por lo tanto regula la absorción de CO₂. En las plantas, el potasio desencadena la activación de enzimas y es esencial para la producción de adenosina trifosfato (ATP). El ATP es una fuente de energía importante para muchos procesos químicos que tienen lugar en las células de la planta.

El potasio desempeña un rol importante en la regulación del agua en las plantas (osmo-regulación). Tanto la absorción de agua a través de raíces de las plantas y su pérdida a través de los estomas, se ven afectados por el potasio. El potasio también mejora la tolerancia de la planta al estrés hídrico. La síntesis de proteínas y de almidón en las plantas requiere de potasio también. El potasio es esencial en casi todos los pasos de la síntesis de proteínas. En la síntesis de almidón, la enzima responsable del proceso esta activada por el potasio. Activación de enzimas – el potasio tiene un rol importante en la activación de muchas enzimas relacionadas con el crecimiento de la planta (Barbazán y Duran 1994),

IV. MATERIALES Y MÉTODOS

4.1. Ubicación del experimento

El trabajo de investigación se desarrollará en el Centro Experimental Pucayacu del Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana (IIAP), geográficamente referenciado a una Longitud Oeste, $06^{\circ} 31' 28''$; Latitud Sur; $76^{\circ} 17'$ y Altitud de 320 msnm. Políticamente está ubicado en el Caserío de Bello Horizonte; Distrito, La Banda de Shilcayo; Provincia, San Martín; Región San Martín.

Ubicación geográfica:

Longitud Oeste : $06^{\circ} 31' 28''$

Latitud Sur : $76^{\circ} 17' 23''$

Altitud : 320 msnm

Ubicación política

Lugar : Bello Horizonte

Distrito : La Banda de Shilcayo

Provincia : San Martín

Región : San Martín

4.2. Metodología

- **Unidad de análisis:** 1 planta/etapa fenológica/tratamiento (t).
- **Universo:** parcelas instaladas con el cultivo de sachá inchi con un número de plantas de 280.
- **Muestra:** 48 plantas de sachá inchi a evaluar durante la duración del proyecto ejecutado.

➤ Técnicas e instrumentos de recolección de datos

Se realizó un análisis de suelos del área a empleada en la investigación. Se hizo una siembra directa del cultivo. La toma de muestras de tejidos (raíz, hoja, tallo, flor y fruto) se realizó a los 75 – 112 – 150 – 225 días después de la siembra (dds) para cada tratamiento y posteriormente realizar su respectivo análisis químico en laboratorio.

➤ Manejo agronómico

- Instalación de la parcela (espaldera)
- Fertilización de N, P y K a las plantas con sus respectivos dosis correspondientes
- Desyerbo de malezas para evitar la absorción de nutrientes.

La metodología para el muestreo de tejidos se realizó según Bertsch (1993) y Sancho (1999).

1. Seleccionar el cultivar a estudiarse (es importante no mezclar plantas genéticamente diferentes en una misma curva).
2. Seleccionar plantas tipo para el muestreo secuencial de biomasa. Estas plantas deben estar desarrollándose en condiciones ideales de suelo y manejo (similares).
3. Definir las etapas fenológicas más importantes del ciclo de cultivo. Cada una de estas etapas fenológicas debe estar representada en el muestreo. Generalmente se las determina en días después de la siembra o trasplante.
4. Tomar por lo menos tres muestras en cada etapa fenológica previamente determinada.
5. Dividir las plantas muestreadas en sus diferentes tejidos morfológicos (raíz, tallo, hojas, flor, frutos, etc.). Esto depende de la minuciosidad del experimento.
6. Medir el peso fresco de las muestras y enviarlas al laboratorio para la determinación de peso seco, humedad y contenido de nutrientes.
7. Calcular el peso seco promedio y el contenido promedio de nutrientes de las plantas muestreadas y determinar la cantidad de biomasa acumulada y las cantidades de nutrientes extraídas por el cultivo en gramos por planta. Conociendo la población por área se puede calcular la extracción en kg ha^{-1} .

8. Graficar la curva de crecimiento (materia seca acumulada en cada estado de muestreo) y la curva de absorción (cantidades extraídas de cada elemento en cada estado de muestreo).

Una vez realizado este procedimiento, nos permitió calcular la cantidad de nutrientes extraídos en kg ha^{-1} , en un tiempo determinado y en base a los kg de producción. Para la toma de datos se empleó hojas de registro, el análisis nutricional se realizó en el Laboratorio de Suelos de la Universidad Nacional Agraria La Molina (UNALM).

➤ **Técnicas de procesamiento y análisis de los datos**

Para determinar absorción de fósforo y potasio, se realizó un análisis químico en laboratorio para cada tejido de la planta en cada etapa fenológica por cada tratamiento. La metodología empleada para la determinación de fósforo y potasio fue a través del método Kjeldahl. Los resultados obtenidos fueron procesados para obtener la cantidad de nutriente extraído por planta durante su fenología. Para determinar la etapa de mayor absorción y la elaboración de las curvas de absorción se empleó los datos obtenidos en laboratorio en interacción con la etapa fenológica del cultivo. Se utilizaron programas estadísticos (SAS, EXCEL) para el procesamiento de los datos respectivos y estos fueron procesados mediante un análisis de varianza y sometidos a una prueba de Duncan con un nivel de significancia del 5 % para ver las diferencias entre los tratamientos. El área foliar se determinó con la ayuda de un papel milimetrado, se extrajeron hojas de la parte superior, media y basal de la planta

las cuales fueron pesadas y posteriormente dibujadas en el papel milimetrado; para calcular el área foliar total se realizó una relación entre el peso foliar total con el peso y el área obtenida de las hojas dibujadas. Para calcular la materia seca, se pesó inicialmente el peso fresco total, luego las muestras de tejidos fueron sometidos a la estufa a una Temperatura de 72°C por cuatro días, luego del cual se pesó nuevamente las muestras.

4.2.1. Diseño Experimental

En la presente investigación se utilizó un Diseño de Bloques Completamente al Azar (DBCA), el cual está constituido por cuatro repeticiones (cada repetición constituye un bloque) y tres tratamientos. Las dosis de fertilización a emplear serán: 45 - 22.5 - 67.5 g de Superfosfato Triple planta⁻¹ y 30 - 15 - 45 g de Cloruro de potasio planta⁻¹ según el tratamiento (Establecido por el IIAP - SM).

Para el procesamiento de datos se utilizó el programa estadístico SPSS 19, obteniéndose el Análisis de varianza a $P \leq 0.05$ y $P \leq 0.01$ y la prueba de rangos múltiples de Duncan ($P \leq 0.05$) para determinar diferencias estadísticas entre los promedios de los tratamientos.

➤ **Tratamientos estudiados.**

Tabla 1: Súper fosfato triple

TRATAMIENTOS	CLAVE	DESCRIPCIÓN
1 ⁺	T1	45 kg de Súperfosfato Triple ha ⁻¹ = 21 kg P ₂ O ₅ ha ⁻¹ . *
2	T2	22.5 kg de Súperfosfato Triple ha ⁻¹ = 10 kg P ₂ O ₅ ha ⁻¹ . *
3	T3	67.5 kg de Súperfosfato Triple ha ⁻¹ = 31 kg P ₂ O ₅ ha ⁻¹ . *

+ Se designó a la dosis de 21 kg P₂O₅ ha⁻¹ como T1 (testigo), por ser la dosis que es recomendada y empleada empíricamente por los productores. Para el resto de tratamientos se utilizó; el 50% menos del testigo (T2) y el 50% más del testigo (T3).

* Dosis de fertilización, las cuales fueron aplicadas en dos momentos: el primero 15 días antes primer muestreo y el segundo 7 días después del segundo muestreo, pero en esta oportunidad solo se aplicó la ¼ parte de cada una de la dosis a aplicar.

Tabla 2: Cloruro de potasio

tratamientos	clave	Descripción
1 ⁺	T1	30 kg de Cloruro de potasio ha ⁻¹ = 18 kg K ₂ O ha ⁻¹ . *
2	T2	15 kg de Cloruro de potasio ha ⁻¹ = 9 kg K ₂ O ha ⁻¹ . *
3	T3	45 kg de Cloruro de potasio ha ⁻¹ = 27 kg K ₂ O ha ⁻¹ . *

+ Se designó a la dosis de 18 kg K₂O ha⁻¹ como T1 (testigo), por ser la dosis que es recomendada y empleada empíricamente por los productores. Para el resto de tratamientos se utilizó; el 50% menos del testigo (T2) y el 50% más del testigo (T3).

* Dosis de fertilización, las cuales fueron aplicadas en dos momentos: el primero 15 días antes primer muestreo y el segundo 7 días después del segundo muestreo, pero en esta oportunidad solo se aplicó la ¼ parte de cada una de la dosis a aplicar. Los tratamientos fueron asignados de forma aleatoria dentro de cada bloque, cuyo resultado es el siguiente:

➤ **Componentes de estudio**

NUTRIENTES	CANTIDAD EN (g)		
FOSFORO (A)	45	22.5	67.5
	(a₁)	(a₂)	(a₃)
POTASIO (B)	30	15	45
	(b₁)	(b₂)	(b₃)

➤ **Combinación de estudio**

Tratamientos	Combinaciones	Cantidad en (g)
Bloques		
T-1	a₁ b₁	45 – 30
T-2	a₂ b₂	22.5 – 15
T-3	a₃ b₃	67.5 – 45

Modelo aditivo lineal: $Y_{ij} = \mu + T_i + \beta_j + \varepsilon_{ij}$ $i = 3$ (Tratamientos) $j = 4$ (Bloques).

Dónde: Y_{ij} es el valor o rendimiento obtenido en el i -ésimo tratamiento, j -ésimo bloque.

μ = es el efecto de la media general.

T_i = es el efecto del i -ésimo tratamiento.

β_j = es el efecto del j -ésimo bloque.

ε_{ij} = es el efecto del error experimental en el i -ésimo tratamiento, j -ésimo bloque.

t = es el número de tratamientos.

j = es el número de bloques.

Características físico-químicas del suelo

Tabla 3. Análisis de suelo del área utilizada para la investigación.

Lab.	pH	C.E (1:1)) dS/m	CaC O ₃ %	M. O. %	P Pp m	K pp m	Análisis Mecánico			Clase Textu ral	CIC	Cationes Cambiables					Suma de Cation es	Suma de Bas es	% Sat. De Bas es
							A	L	A			Ca	Mg	K ⁺	Na	Al ⁺³ +H ⁺			
							%	%	%			meq/100g	meq/100g	meq/100g	meq/100g	meq/100g			
11700	4.71	0.09	0.00	0.97	6.6	45	6.7	1.6	1.7	Fr.A.	6.40	2.77	0.57	0.23	0.10	0.30	3.97	3.67	57

Fuente: Laboratorio de análisis de suelos y plantas de la UNALM.

El suelo presentó una textura franco arenoso (FrA), una pendiente ligeramente inclinada (4 – 8 %), de reacción muy fuerte mente ácido (pH: 4.71), nivel bajo en materia orgánica (MO: 0.97%), bajo en fósforo disponible (P: 6.6 ppm), bajo en potasio disponible (K: 45 ppm), nivel bajo en capacidad de intercambio catiónico (CIC: 6.40 meq/100g), sin presencia de materiales calcáreos (CaCO₃: 0.00%), baja saturación de bases (SB: 57%), sin problemas de aluminio (Al: 0.30 meq/100g), sin presencia de sales y sodio (CE: 0.09 dS/m). Es un suelo de baja fertilidad debido a que los contenidos de materia orgánica (%), fósforo disponible (ppm) y potasio disponible (ppm) son bajos.

V. RESULTADOS

5.1. Contenido de K a los 225 DDS en Raíces

Cuadro 1: ANVA para el contenido de K a los 225 DDS en Raíces

Fuente de variabilidad	Suma de cuadrados	G.L.	Media cuadrática	F.C.	P- valor (Significación)
Bloques	2,623	3	0,874	2,923	0,122 N.S.
Tratamientos	0,589	2	0,294	0,984	0,427 N.S.
Error experimental	1,794	6	0,299		
Total	5,006	11			

$R^2 = 64.2\%$

Promedio = 2.686

C.V. = 20.4%

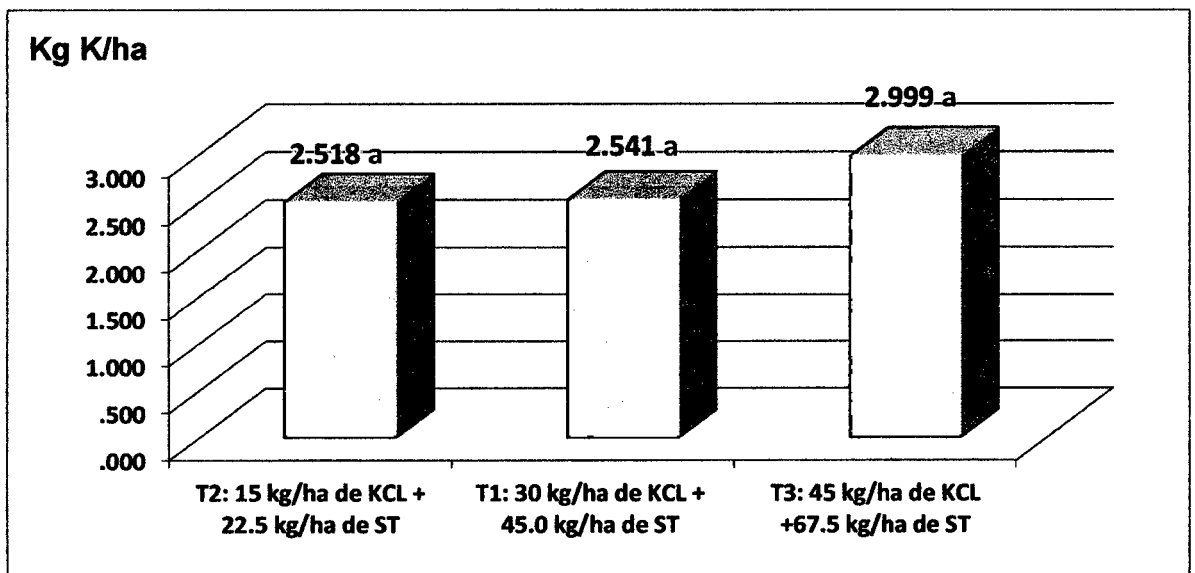


Gráfico 1: Prueba de rangos múltiples de Duncan ($P \leq 0.05$) para promedios de tratamientos en el Contenido de K a los 225 DDS en Raíces

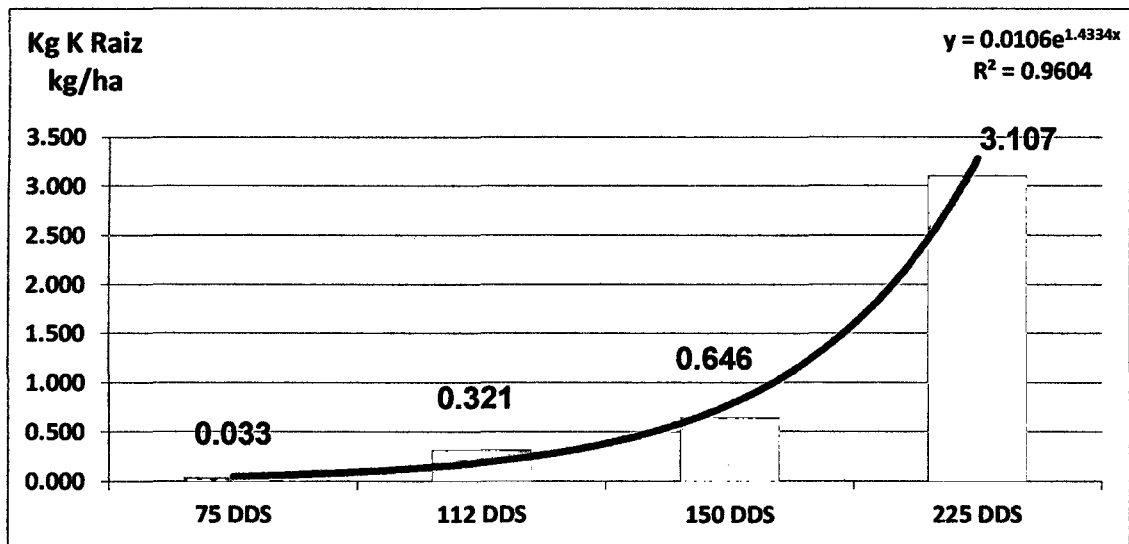


Gráfico 2: Contenido promedio de K en la raíz en kg.ha⁻¹ en función del crecimiento

5.2. Contenido de K a los 225 DDS en el tallo

Cuadro 2: ANVA para el contenido de K a los 225 DDS en el Tallo

Fuente de variabilidad	Suma de cuadrados	G.L.	Media cuadrática	F.C.	P- valor (Significación)
Bloques	536,579	3	178,860	15,406	0,003 **
Tratamientos	172,787	2	86,394	7,441	0,024 *
Error experimental	69,660	6	11,610		
Total	779,026	11			

R² = 91.1%

Promedio = 22.651

C.V. = 15.0%

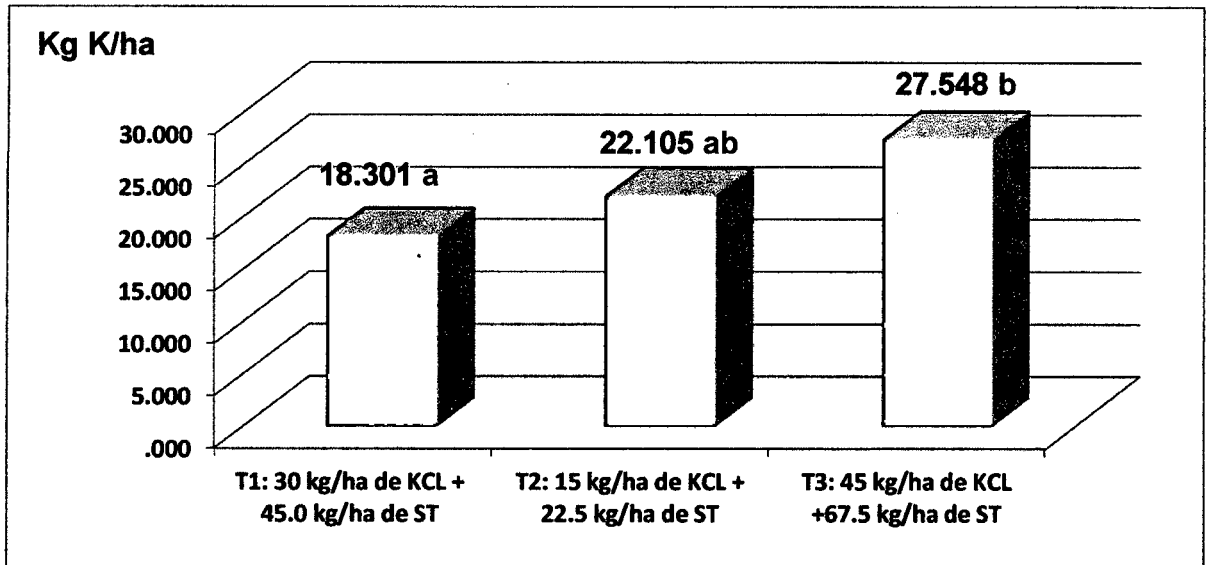


Gráfico 3: Prueba de rangos múltiples de Duncan ($P \leq 0.05$) para promedios de tratamientos en el Contenido de K a los 225 DDS en el tallo

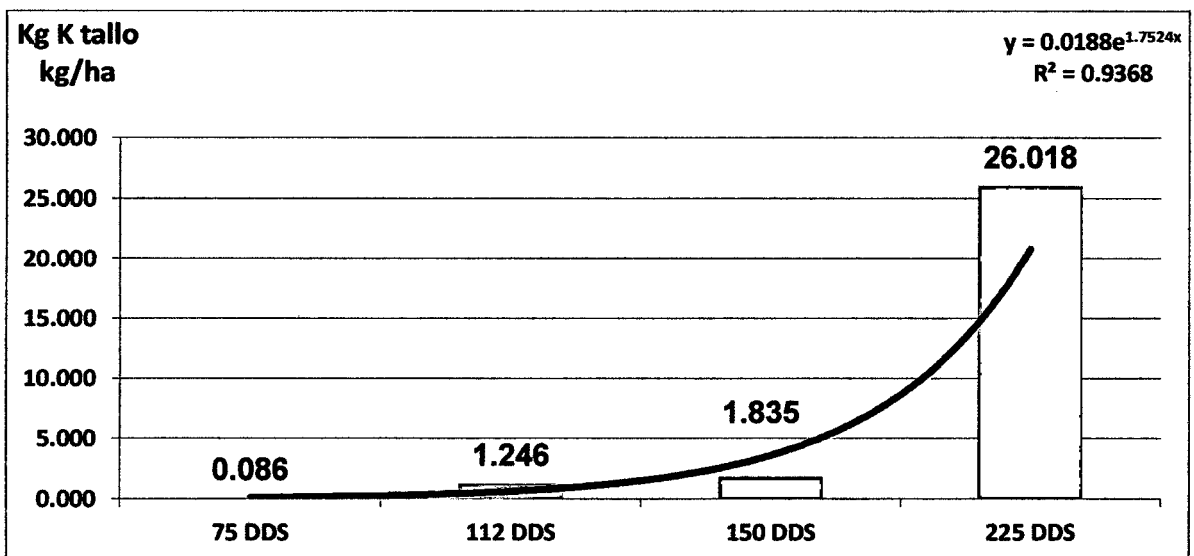


Gráfico 4: Contenido promedio de K en el tallo en $\text{kg} \cdot \text{ha}^{-1}$ en función del crecimiento

5.3. Contenido de K a los 225 DDS en las hojas

Cuadro 3: ANVA para el contenido de K a los 225 DDS en Hojas

Fuente de variabilidad	Suma de cuadrados	G.L.	Media cuadrática	F.C.	P- valor (Significación)
Bloques	341,516	3	113,839	54,237	0,000 **
Tratamientos	49,937	2	24,969	11,896	0,008 **
Error experimental	12,593	6	2,099		
Total	404,046	11			

R² = 96,9%

Promedio = 15.58

C.V. = 9.3%

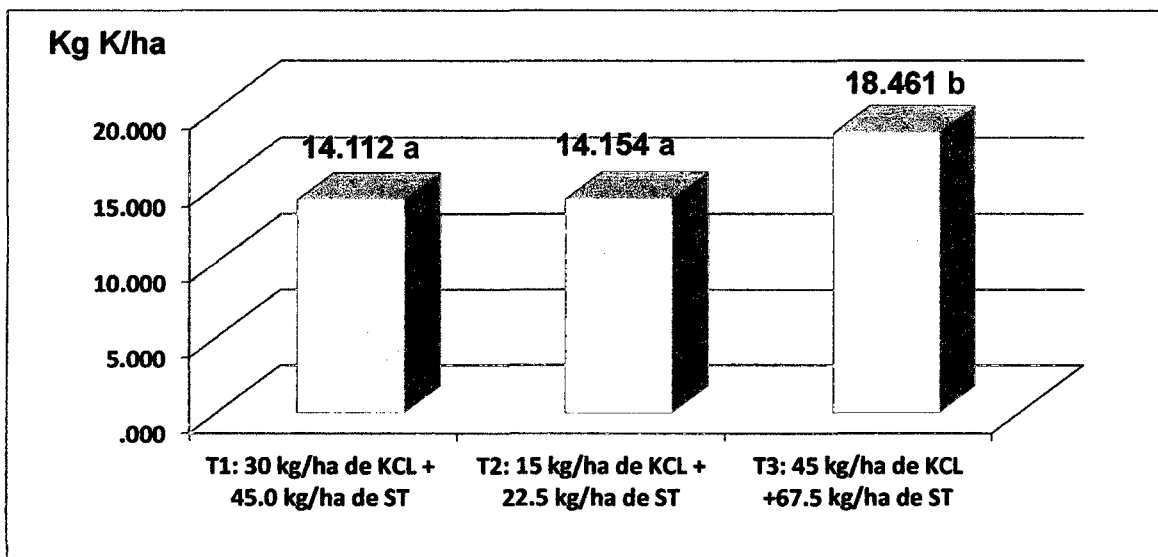


Gráfico 5: Prueba de rangos múltiples de Duncan ($P \leq 0.05$) para promedios de tratamientos en el contenido de K en las hojas en $\text{kg} \cdot \text{ha}^{-1}$

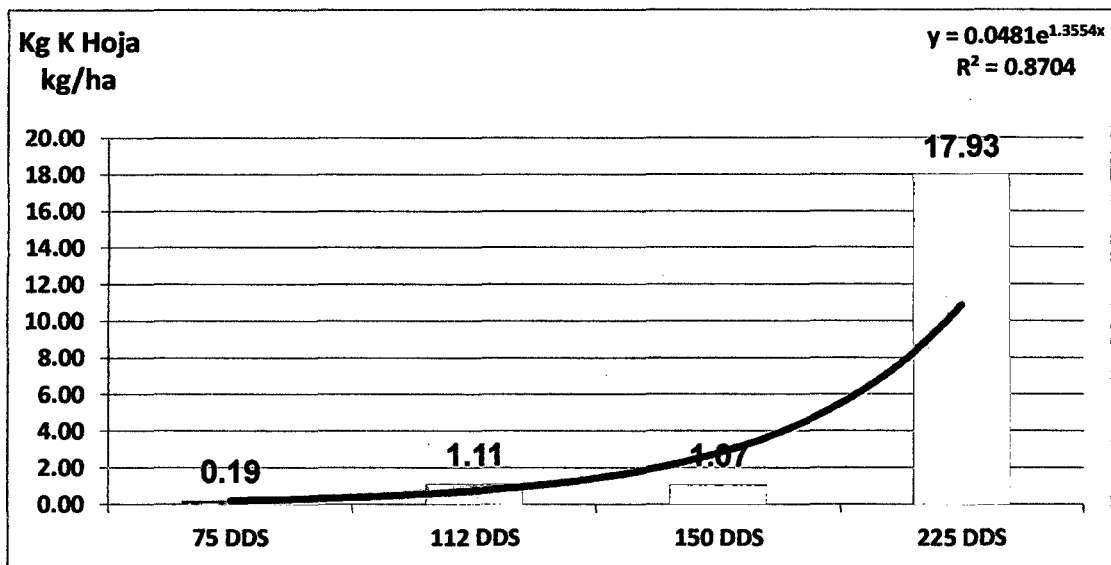


Gráfico 6: Contenido promedio de K en las hojas en $\text{kg}\cdot\text{ha}^{-1}$ en función del crecimiento

5.4. Contenido de K a los 225 DDS en frutos

Cuadro 4: ANVA para el contenido de K a los 225 DDS en Frutos

Fuente de variabilidad	Suma de cuadrados	G.L.	Media cuadrática	F.C.	P- valor (Significación)
Bloques	1940,143	3	646,714	16,965	0,002 **
Tratamientos	140,254	2	70,127	1,840	0,238 N.S.
Error experimental	228,730	6	38,122		
Total	2309,126	11			

$R^2 = 90.1\%$

Promedio = 27.76

C.V. = 22.2%

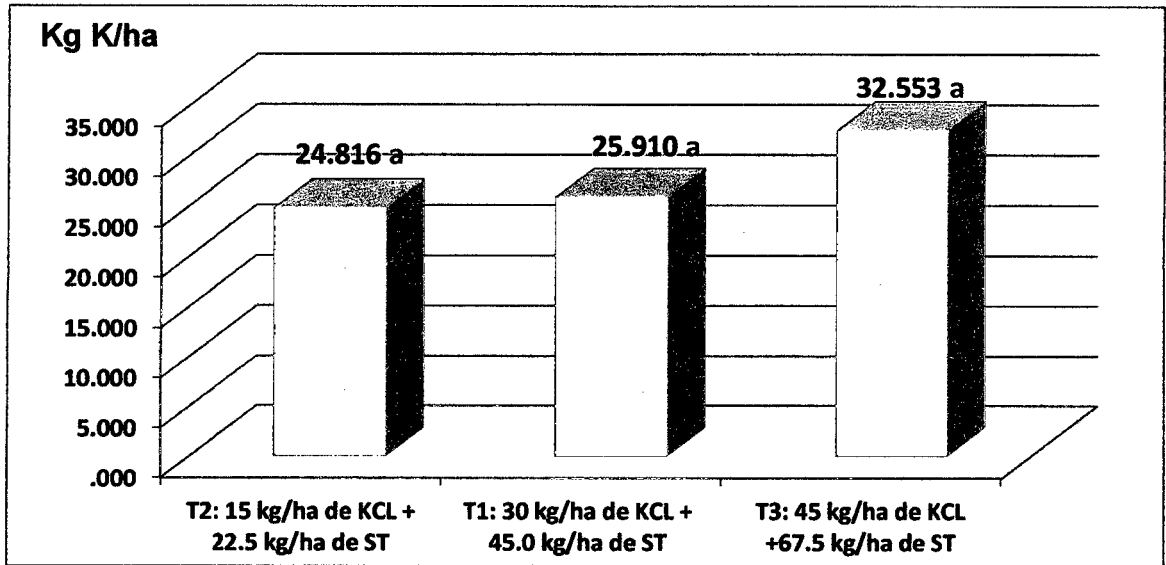


Gráfico 7: Prueba de rangos múltiples de Duncan ($P \leq 0.05$) para promedios de tratamientos en el contenido de K en frutos en $\text{kg} \cdot \text{ha}^{-1}$

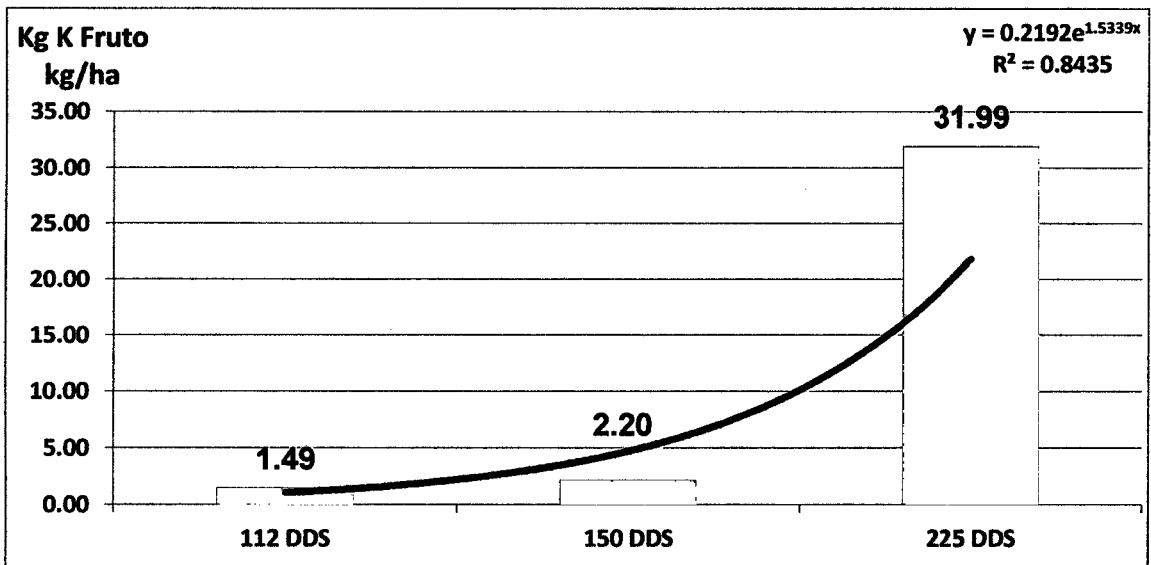


Gráfico 8: Contenido promedio de K en frutos en $\text{kg} \cdot \text{ha}^{-1}$ en función del crecimiento

5.5. Contenido de P a los 225 DDS en Raíces

Cuadro 5: ANVA para el contenido de P a los 225 DDS en Raíces

Fuente de variabilidad	Suma de cuadrados	G.L.	Media cuadrática	F.C.	P- valor (Significación)
Bloques	0,134	3	0,045	3,657	0,083 N.S.
Tratamientos	0,039	2	0,020	1,602	0,277 N.S.
Error experimental	0,073	6	0,012		
Total	0,246	11			

$R^2 = 70.3\%$

$\mu = 0.485$

C.V. = 22.6%

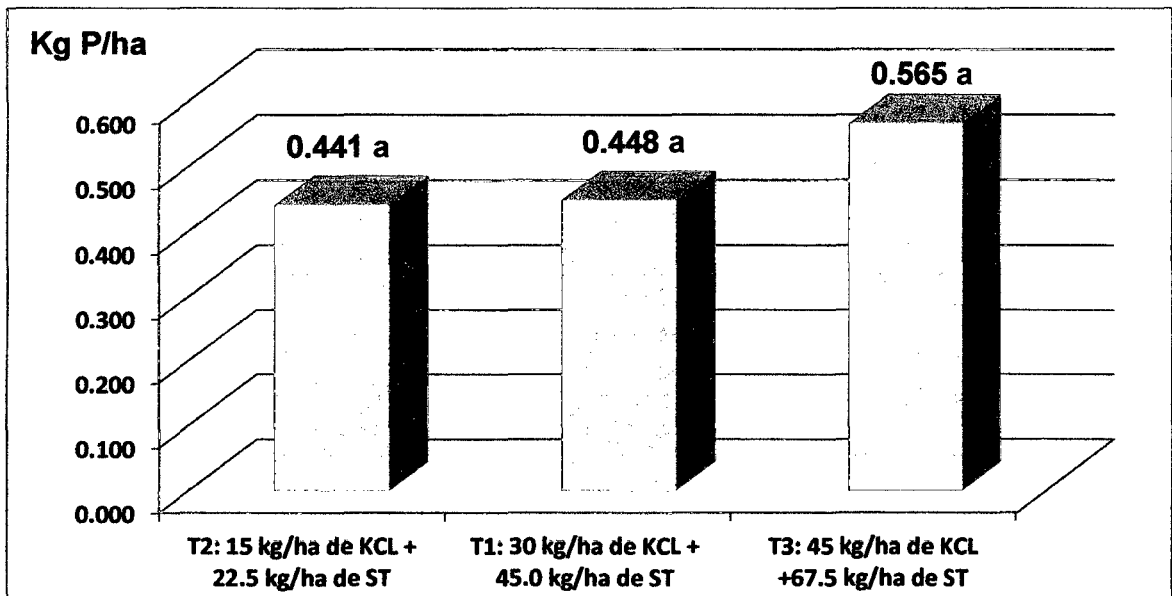


Gráfico 9: Prueba de rangos múltiples de Duncan ($P \leq 0.05$) para promedios de tratamientos en el contenido de P en raíces en $\text{kg} \cdot \text{ha}^{-1}$

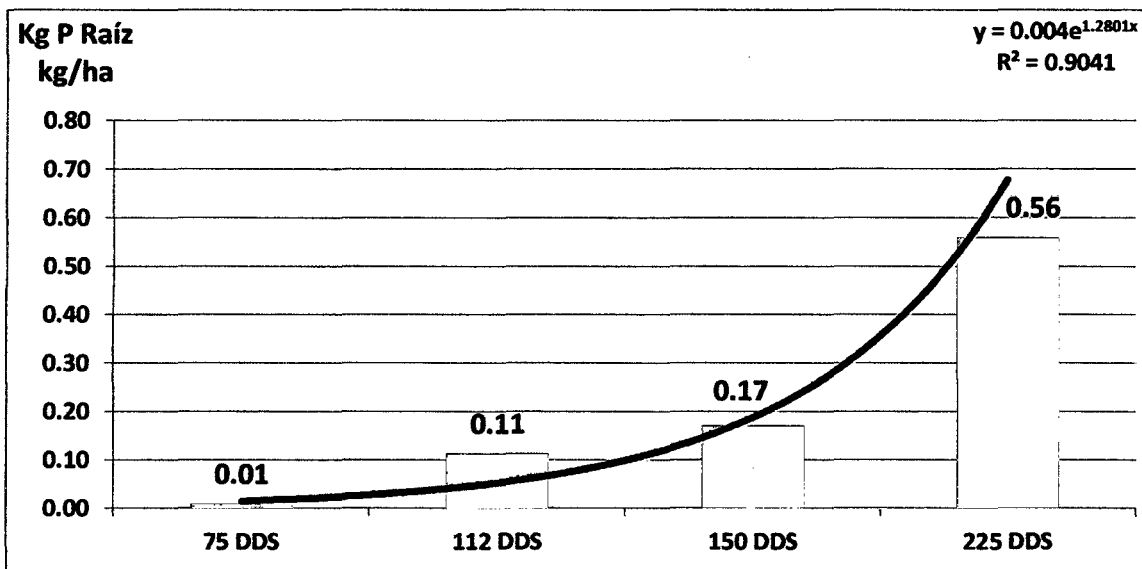


Gráfico 10: Contenido promedio de P en raíces en $\text{kg}\cdot\text{ha}^{-1}$ en función del crecimiento

5.6. Contenido de P a los 225 DDS en el tallo

Cuadro 6: ANVA para el contenido de P a los 225 DDS en el Tallo

Fuente de variabilidad	Suma de cuadrados	G.L.	Media cuadrática	F.C.	P- valor (Significación)
Bloques	18,023	3	6,008	25,175	0,001 **
Tratamientos	4,170	2	2,085	8,737	0,017 *
Error experimental	1,432	6	0,239		
Total	23,624	11			

$R^2 = 93.9\%$

$\mu = 5.603$

C.V. = 8.72%

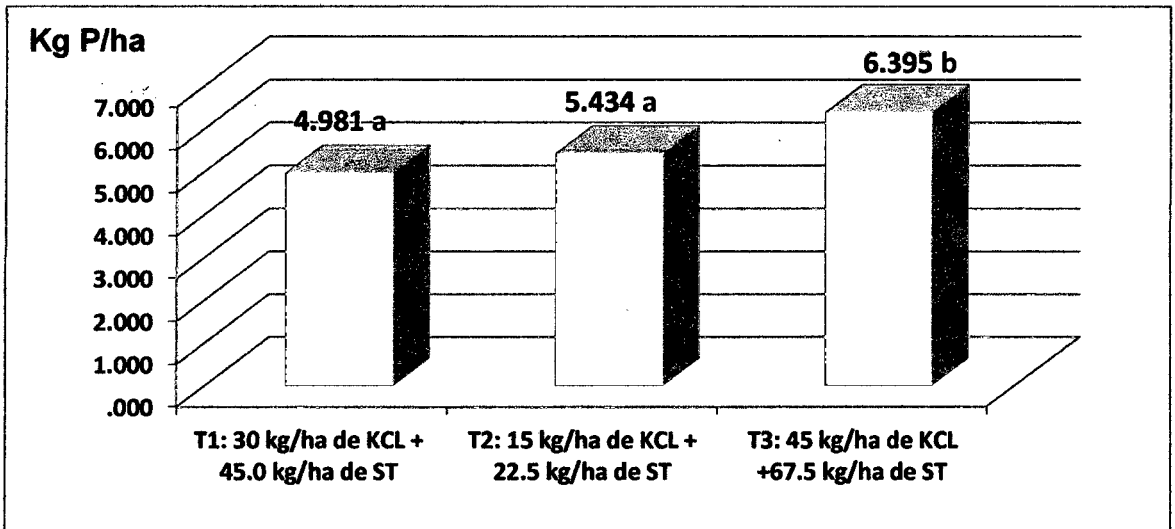


Gráfico 11: Prueba de rangos múltiples de Duncan ($P \leq 0.05$) para promedios de tratamientos en el contenido de P en el tallo en $\text{kg} \cdot \text{ha}^{-1}$

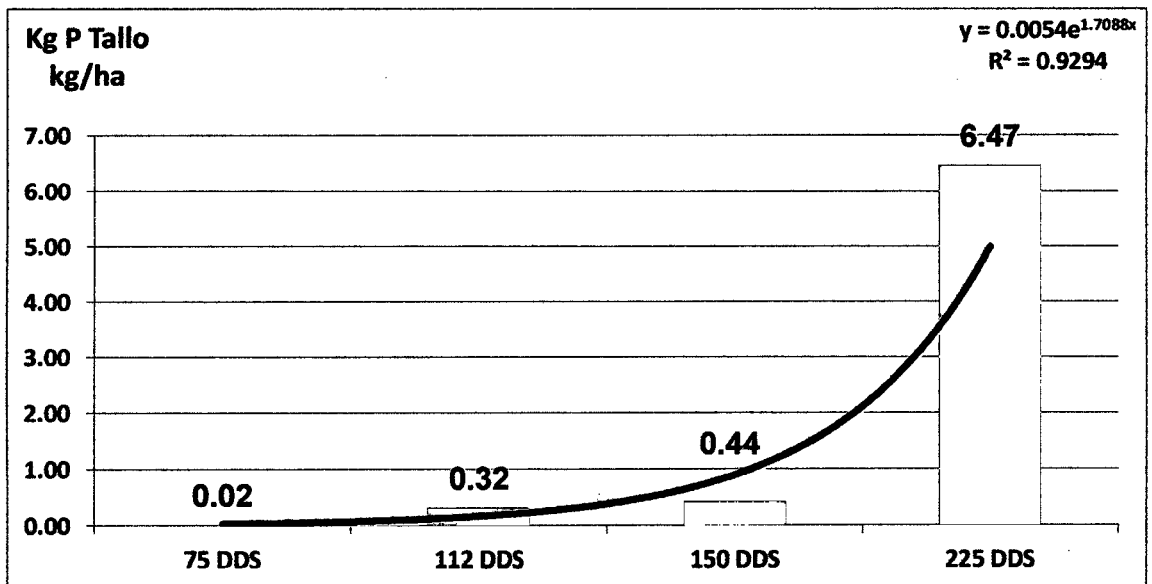


Gráfico 12: Contenido promedio de P en el tallo en $\text{kg} \cdot \text{ha}^{-1}$ en función del crecimiento.

5.7. Contenido de P a los 225 DDS en hojas

Cuadro 7: ANVA para el contenido de P a los 225 DDS en Hojas

Fuente de variabilidad	Suma de cuadrados	G.L.	Media cuadrática	F.C.	P- valor (Significación)
Bloques	5,539	3	1,846	9,226	0,012 *
Tratamientos	2,027	2	1,013	5,063	0,052 N.S.
Error experimental	1,201	6	0,200		
Total	8,766	11			

$R^2 = 86.3\%$

$\mu = 2.879$

C.V. = 15.5%

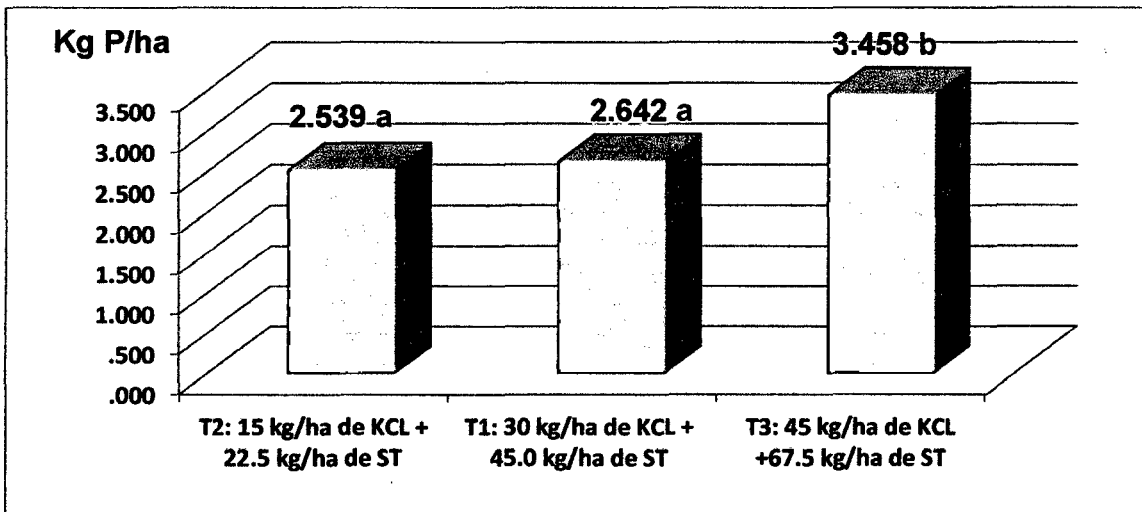


Gráfico 13: Prueba de rangos múltiples de Duncan ($P \leq 0.05$) para promedios de tratamientos en el contenido de P en hojas en $\text{kg} \cdot \text{ha}^{-1}$

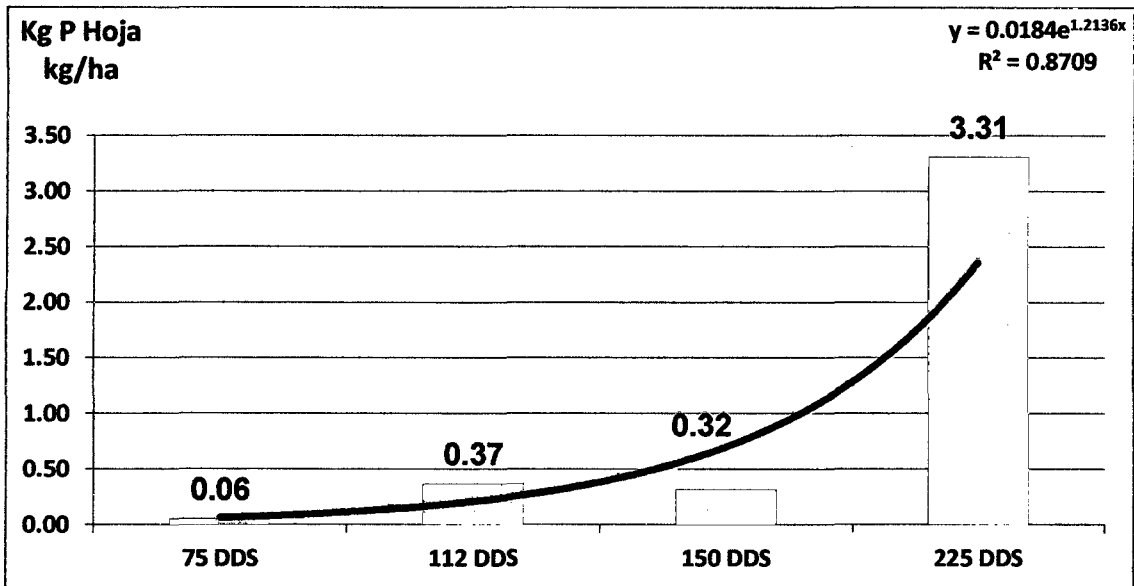


Gráfico 14: Contenido promedio de P en hojas en kg.ha^{-1} en función del crecimiento

5.8. Contenido de P a los 225 DDS en frutos

Cuadro 8: ANVA para el contenido de P a los 225 DDS en Frutos

Fuente de variabilidad	Suma de cuadrados	G.L.	Media cuadrática	F.C.	P-valor (Significación)
Bloques	49,110	3	16,370	12,213	0,006 **
Tratamientos	2,921	2	1,460	1,090	0,395 N.S.
Error experimental	8,043	6	1,340		
Total	60,074	11			

$R^2 = 86.6\%$

$\mu = 5.344$

C.V. = 21.6%

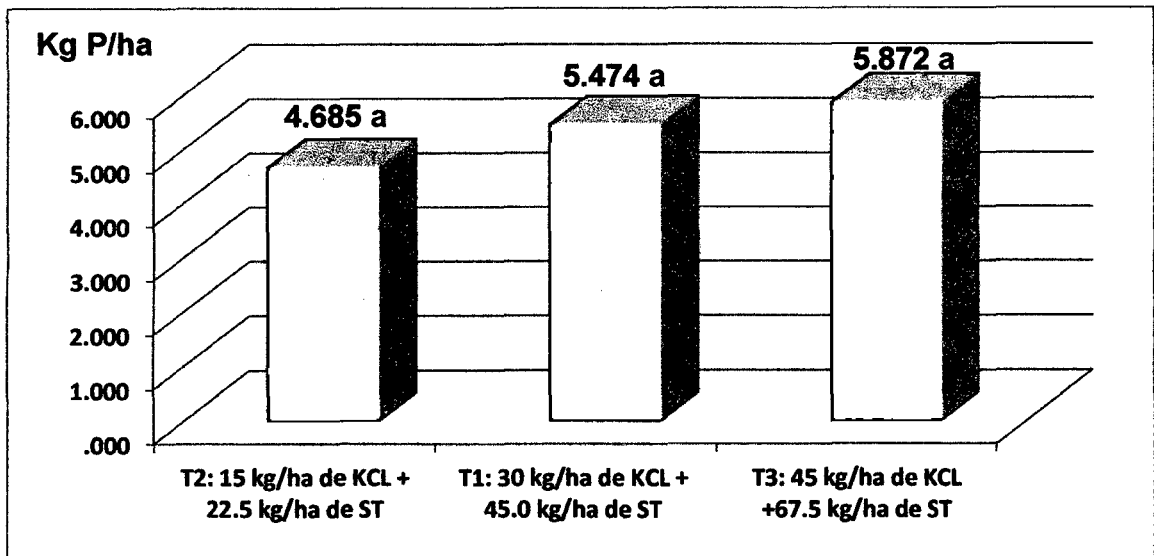


Gráfico 15: Prueba de rangos múltiples de Duncan ($P \leq 0.05$) para promedios de tratamientos en el contenido de P en frutos en $\text{kg} \cdot \text{ha}^{-1}$

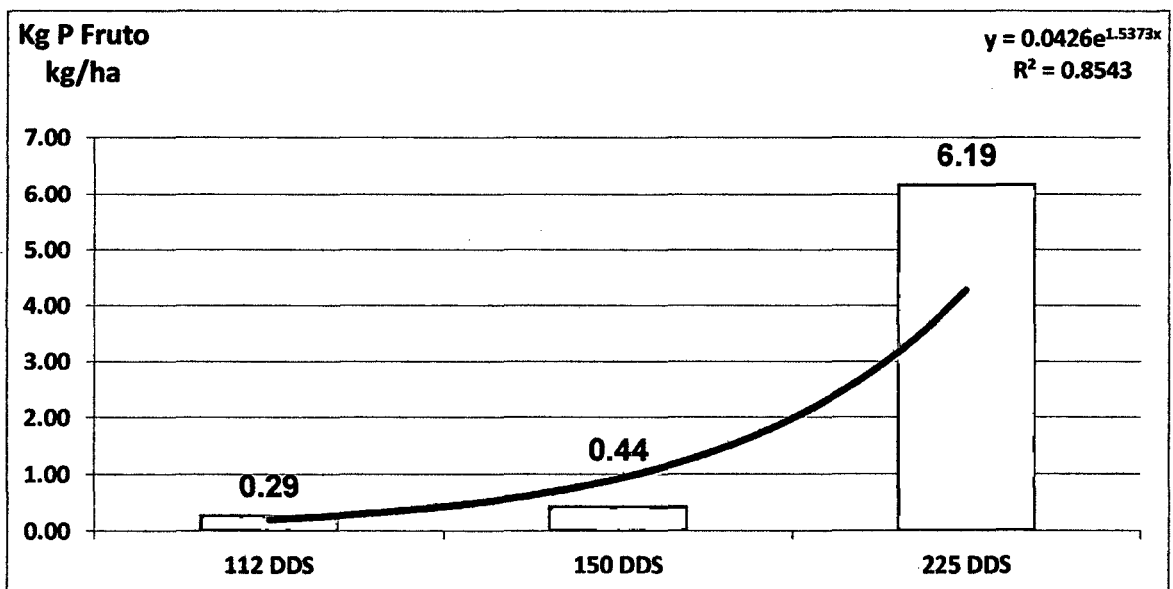


Gráfico 16: Contenido promedio de P en frutos en $\text{kg} \cdot \text{ha}^{-1}$ en función del crecimiento

5.9. Área foliar a los 225 DDS

Cuadro 9: ANVA para el Área foliar a los 225 DDS

Fuente de variabilidad	Suma de cuadrados	G.L.	Media cuadrática	F.C.	P- valor (Significación)
Bloques	2,208E8	3	7,360E7	7,158	0,021 *
Tratamientos	1,453E8	2	7,263E7	7,063	0,026 *
Error experimental	6,169E7	6	1,028E7		
Total	4,278E8	11			

$R^2 = 85.6\%$

$\mu = 15229.38$

C.V. = 6.66%

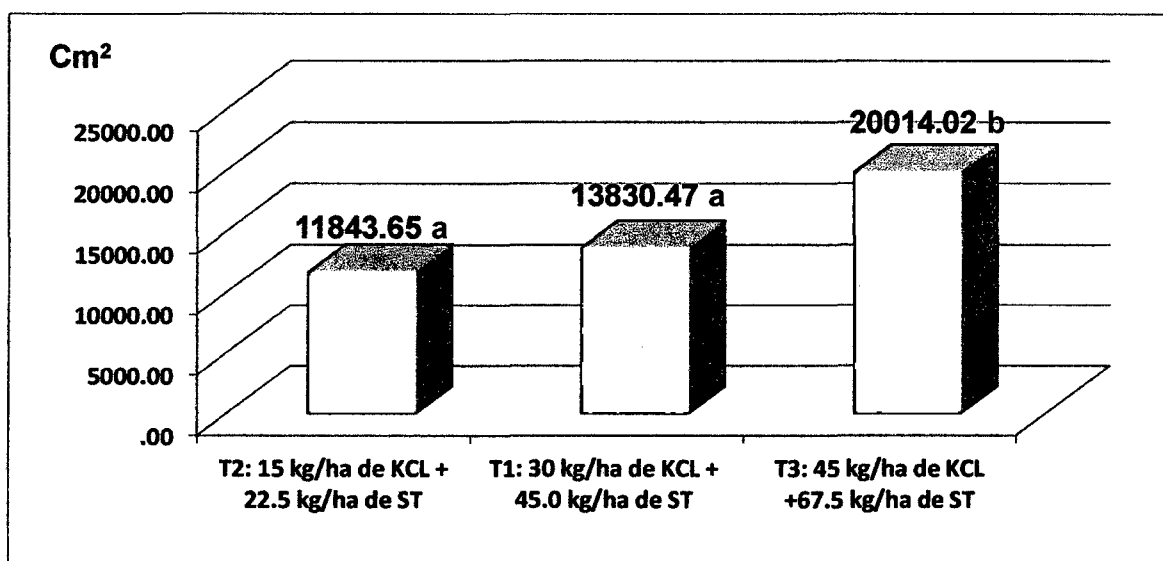


Gráfico 17: Prueba de rangos múltiples de Duncan ($P \leq 0.05$) para promedios de tratamientos en el Área foliar promedio por tratamiento en cm^2

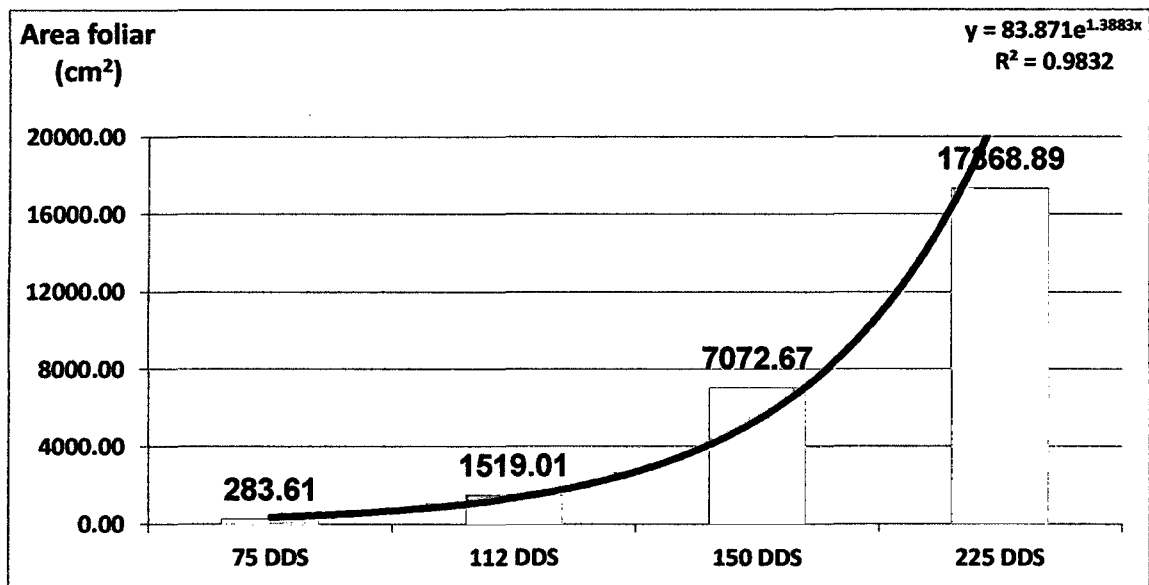


Gráfico 18: Área foliar promedio en cm² en función al crecimiento

5.10. Materia seca a los 225 DDS

Cuadro 10: ANVA para la Materia seca a los 225 DDS

Fuente de variabilidad	Suma de cuadrados	G.L.	Media cuadrática	F.C.	P- valor (Significación)
Bloques	1,456E7	3	4852466,836	15,840	0,003 **
Tratamientos	5535767,937	2	2767883,968	9,035	0,015 *
Error experimental	1838105,448	6	306350,908		
Total	2,193E7	11			

$R^2 = 91.6\%$

$\mu = 3682.39$

C.V. = 15.03%

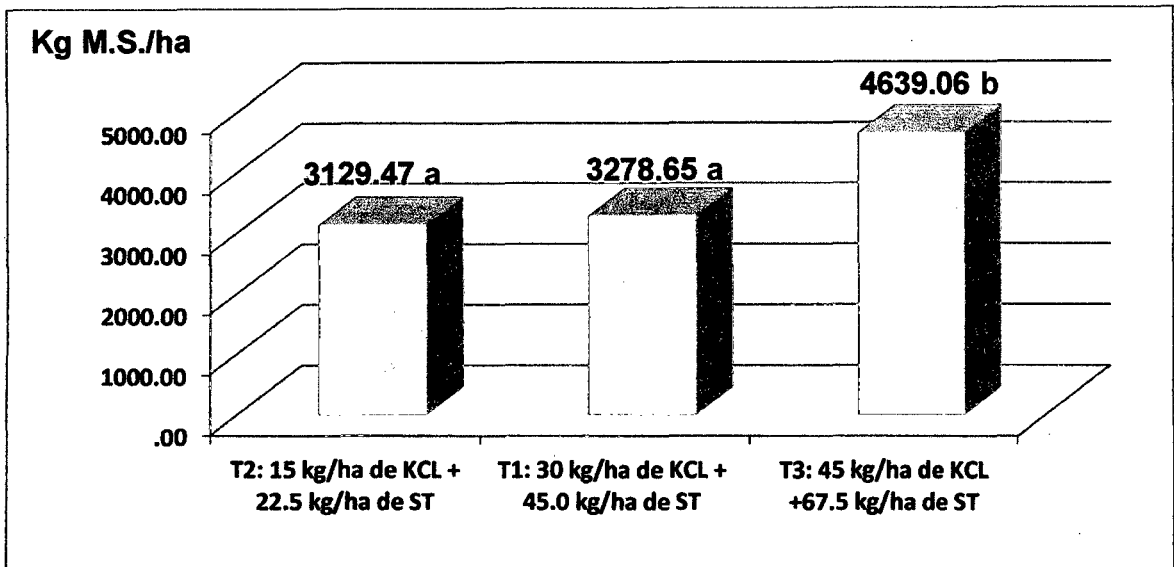


Gráfico 19: Prueba de rangos múltiples de Duncan ($P \leq 0.05$) para promedios de tratamientos en materia seca promedio por tratamiento en $\text{kg} \cdot \text{ha}^{-1}$

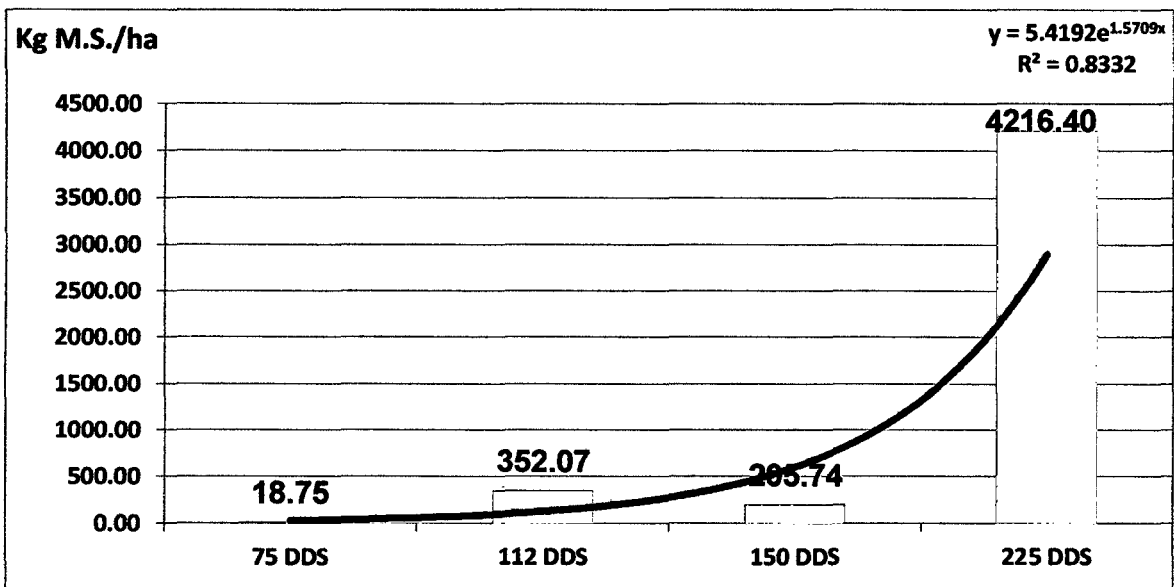


Gráfico 20: Contenido de materia seca promedio en $\text{kg} \cdot \text{ha}^{-1}$ en función al crecimiento

VI. DISCUSIONES

6.1. Del contenido de K a los 225 DDS en Raíces

El Análisis de varianza (ANVA) para el contenido de K a los 225 días después de la siembra (DDS) en raíces expresada en el cuadro 1, no ha detectado diferencias significativas para ninguna fuente de variabilidad. El efecto de los tratamientos sobre el contenido de K a los 225 DDS en raíces es explicado por el Coeficiente de Determinación (R^2) hasta un 64.2%, lo que hace que el resultado obtenido en esta variable no sea suficientemente explicado por acción de los tratamientos estudiados. El Coeficiente de variación (C.V.) con un valor de 20.4% se encuentra dentro del rango de aceptación para trabajos de investigación indicado por Calzada (1982).

La prueba de rangos múltiples de Duncan ($P \leq 0.05$) para promedios de tratamientos (gráfico 1) en el Contenido de K a los 225 DDS en raíces y ordenados de menor a mayor tampoco ha detectado diferencias estadísticas significativas entre tratamientos, donde los tratamientos T3 ($45 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$ de KCl + $67.5 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$ de ST), T1 ($30 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$ de KCl + $45.0 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$ de ST) y T2 ($15 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$ de KCl + $22.5 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$ de ST) con promedios de $2,999 \text{ kg de K} \cdot \text{ha}^{-1}$, $2,541 \text{ kg de K} \cdot \text{ha}^{-1}$ y $2,518 \text{ kg de K} \cdot \text{ha}^{-1}$ respectivamente resultaron estadísticamente iguales entre sí. Sin embargo, la curva de crecimiento y el contenido promedio de K en la raíz (gráfico 2) en función del tiempo evidencia una tasa de incremento exponencial del contenido de K, descrita por la ecuación $Y = 0.016 e^{1.4334 x}$ y una alta relación de correlación (r) de 98.0% ($r = \sqrt{R^2}$).

Es importante destacar que en el campo se observó que las etapas fenológicas del cultivo se sucedieron durante los siguientes días: crecimiento vegetativo hasta los 112 días después de la siembra (DDS), inicio de guiado después de los 75 DDS, la floración se inicia a los 112 DDS, la fructificación a los 120 DDS, el llenado de frutos a los 150 DDS y la primera cosecha se inicia a los 225 DDS.

Salas (2002), menciona que los nutrimentos depositados en tejidos y órganos pueden ser removilizados y transportados a otras partes de la planta. Removilización en la planta de partes maduras a jóvenes durante el desarrollo o en situaciones de estrés produce cambios en la concentración de nutrimentos en particular en las hojas impactando fuertemente la expresión del síntoma de deficiencia y la relación entre concentración de nutrimento con crecimiento y rendimiento de la planta. La movilización de nutrimentos en el xilema es muy amplia y libre, mientras que en el floema es más restringida. Por su parte Maschner (1995), indica que los nutrimentos han sido caracterizados por tener alto, bajo o intermedio movimiento en el floema, lo cual ha sido determinado claramente por medio del empleo de isótopos. Los elementos que son muy móviles en el floema desde las hojas son el nitrógeno, fósforo, potasio y en menor proporción el magnesio. Altas concentraciones de estos elementos se han encontrado en extractos del floema circulando por la planta; cuando la disponibilidad de estos elementos disminuye, las hojas más jóvenes retienen su circulación a expensas de las hojas más viejas, produciendo con ello una disminución en concentración y la aparición de las deficiencias en las hojas viejas.

De los resultados obtenidos, se deduce que una vez absorbidos los nutrientes por las raíces y translocados por medio del xilema a la parte aérea de la planta, los nutrimentos pueden ser transferidos al floema o depositados en la raíz o células de las hojas, tal como lo manifiesta Jeschke *et al* (1985). Por otro lado, Taiz y Zeiger (1991), mencionan que el potasio se caracteriza por su alta movilidad y fácil translocación, funciona como estabilizador del pH y como osmoregulador, es activador enzimático del transporte a través de la membrana, responsable de los cambios de turgencia de las células de guarda y requerido en la acumulación y translocación de carbohidratos. Es absorbido como ión K^+ y transportado por el xilema y el floema (Malaver, 1993).

6.2. Del contenido de K a los 225 DDS en el tallo

El Análisis de varianza (ANVA) para el contenido de K a los 225 días después de la siembra (DDS) en el tallo, expresada en el cuadro 2, ha detectado diferencias altamente significativas ($P \leq 0.01$) para Bloques es decir que el arreglo de los bloques si representó su eficiencia en el control del error experimental . En la fuente de variabilidad tratamientos se encontró diferencias significativas ($P \leq 0.05$) por lo que al menos uno de los tratamientos estudiados fue diferente estadísticamente a los demás. El efecto de los tratamientos sobre el contenido de K a los 225 DDS en el tallo es explicado por el Coeficiente de Determinación (R^2) hasta un 91.1%, lo que hace que el resultado obtenido en esta variable sea suficientemente explicado por acción de los tratamientos estudiados. El Coeficiente de variación (C.V.) con un valor de 15.0% se encuentra dentro del rango de aceptación para trabajos de investigación indicado por Calzada (1982).

La prueba de rangos múltiples de Duncan ($P \leq 0.05$) para promedios de tratamientos (gráfico 3) en el Contenido de K a los 225 DDS en raíces y ordenados de menor a mayor también ha detectado diferencias estadísticas significativas entre tratamientos, donde el tratamiento T3 (45 kg.ha⁻¹ de KCl + 67.5 kg.ha⁻¹ de ST) el que alcanzó el mayor promedio con 27.548 kg de K.ha⁻¹, siendo estadísticamente igual al T2 (15 kg.ha⁻¹ de KCl + 22.5 kg.ha⁻¹ de ST) quien reportó un promedio de 22.105 kg de K.ha⁻¹ y superando estadísticamente al T1 (30 kg.ha⁻¹ de KCl + 45.0 kg.ha⁻¹ de ST) quien obtuvo un promedio de 18.301 kg de K.ha⁻¹. Por otro lado, la curva de crecimiento y el contenido promedio de K en el tallo (gráfico 4) en función del tiempo ha definido una tasa de incremento exponencial del contenido de K, descrita por la ecuación $Y = 0.0188 e^{1.7524 x}$ y una alta relación de correlación (r) de 96.8% ($r = \sqrt{R^2}$).

Un rasgo principal del potasio es la alta velocidad a la que es absorbido por los tejidos vegetales. Esta elevada tasa de absorción depende de la permeabilidad relativamente alta de las membranas vegetales (Mengel y Kirkby, 1987). Las especies vegetales y variedades difieren considerablemente en su habilidad para utilizar el K⁺. Esta eficiencia se ha definido en función de la producción de materia seca por peso unitario de K⁺ absorbido (Makmur *et al.*, 1978).

6.3. Del contenido de K a los 225 DDS en las hojas

El Análisis de varianza (ANVA) para el contenido de K a los 225 días después de la siembra (DDS) en las hojas, expresada en el cuadro 3, ha detectado diferencias altamente significativas ($P \leq 0.01$) para Bloques es decir que el arreglo de los bloques si representó su eficiencia en el control del error experimental . En la fuente de variabilidad tratamientos se encontró también diferencias altamente significativas ($P \leq 0.01$) por lo que al menos uno de los tratamientos estudiados fue diferente estadísticamente a los demás. El efecto de los tratamientos sobre el contenido de K a los 225 DDS en hojas es explicado por el Coeficiente de Determinación (R^2) hasta un 96.9%, lo que hace que el resultado obtenido en esta variable sea suficientemente explicado por acción de los tratamientos estudiados. El Coeficiente de variación (C.V.) con un valor de 9.3% se encuentra dentro del rango de aceptación para trabajos de investigación indicado por Calzada (1982).

La prueba de rangos múltiples de Duncan ($P \leq 0.05$) para promedios de tratamientos (gráfico 5) en el Contenido de K a los 225 DDS en las hojas y ordenados de menor a mayor también ha detectado diferencias estadísticas significativas entre tratamientos, donde el tratamiento T3 (45 kg.ha⁻¹ de KCl + 67.5 kg.ha⁻¹ de ST) alcanzó el mayor promedio con 18.461 kg de K.ha⁻¹ , superando estadísticamente a los tratamientos T2 (15 kg.ha⁻¹ de KCl + 22.5 kg.ha⁻¹ de ST) y T1 (30 kg.ha⁻¹ de KCl + 45.0 kg.ha⁻¹ de ST) quienes obtuvieron promedios de 14.154 kg de K.ha⁻¹ y 14.112 14.154 Kg de K.ha⁻¹ respectivamente. Por otro lado, el contenido promedio de K en las hojas en función al crecimiento (gráfico 6) ha definido una tasa de incremento

exponencial del contenido de K, descrita por la ecuación $Y = 0.0481 e^{1.3554 x}$ y una alta relación de correlación (r) de 93.3% ($r = \sqrt{R^2}$).

En el marco de los resultados obtenidos, cabe indicar lo manifestado por Greenway y Pitman (1965), la dirección de del transporte del K^+ suele ser hacia los tejidos más jóvenes, dándose con frecuencia una redistribución desde las partes más viejas de la planta a las más jóvenes. Las hojas jóvenes son alimentadas con potasio procedente de los tejidos más viejos. Por otro lado Cassagnes *et al.* (1969), menciona que la mayor parte del K^+ se absorbe principalmente durante la etapa de crecimiento vegetativo. La savia del floema es también rica en K^+ , el catión más abundante presente, cuya concentración se acerca a la del citoplasma. Los órganos vegetales alimentados preferentemente con savia floemática, como las hojas jóvenes, tejidos meristemáticos y frutos carnosos son por lo tanto ricos en K^+ .

6.4. Del contenido de K a los 225 DDS en frutos

El Análisis de varianza (ANVA) para el contenido de K a los 225 días después de la siembra (DDS) en frutos, expresada en el cuadro 4, ha detectado diferencias altamente significativas ($P \leq 0.01$) para Bloques, es decir que el arreglo de los bloques si representó su eficiencia en el control del error experimental. En la fuente de variabilidad tratamientos no detectó diferencias significativas. El efecto de los tratamientos sobre el contenido de K a los 225 DDS en frutos es explicado por el Coeficiente de Determinación (R^2) hasta un 90.1%, lo que hace que el resultado obtenido en esta variable sea suficientemente explicado por acción de los tratamientos estudiados. El

Coefficiente de variación (C.V.) con un valor de 22.2% se encuentra dentro del rango de aceptación para trabajos de investigación indicado por Calzada (1982).

La prueba de rangos múltiples de Duncan ($P \leq 0.05$) para promedios de tratamientos (gráfico 7) en el Contenido de K a los 225 DDS frutos y ordenados de menor a mayor tampoco ha detectado diferencias estadísticas significativas entre tratamientos, donde los tratamientos T3 (45 kg.ha⁻¹ de KCl + 67.5 kg.ha⁻¹ de ST), T1 (30 kg.ha⁻¹ de KCl + 45.0 kg.ha⁻¹ de ST y T2 (15 kg.ha⁻¹ de KCl + 22.5 kg.ha⁻¹ de ST) reportaron promedios estadísticamente iguales entre sí con 32.553 kg de K.ha⁻¹, 25.910 Kg de K.ha⁻¹ y 24.816 kg de K.ha⁻¹ respectivamente. Por otro lado, el contenido promedio de K en frutos en función al crecimiento (gráfico 8) ha definido una tasa de incremento exponencial del contenido de K,, descrita por la ecuación $Y = 0.2192 e^{1.5339 x}$ y una alta relación de correlación (r) de 91.8% ($r = \sqrt{R^2}$).

El potasio no sólo favorece la translocación de fotosintatos recién sintetizados, sino que también tiene un efecto beneficioso sobre la movilización del material almacenado (Koch y Mengel, 1977). Por su parte Yamada et al, (1964) menciona que la penetración de nutrimentos en la superficie de las hojas y demás partes aéreas de las plantas está regulada por las células epidermales de las paredes externas de las hojas. Estas paredes están cubiertas por una capa de ceras, pectinas, hemicelulosa y celulosa que protegen a la hoja de una excesiva pérdida de solutos orgánicos e inorgánicos por la lluvia. Esta capa cuticular actúa como un débil intercambiador catiónico producto de la

carga negativa atribuida a las sustancias péctidas y a los polímeros de cutina no esterificados. Una gradiente de carga se produce en esta capa cuticular de la parte externa hacia el interior de pared, permitiendo la penetración de iones a lo largo de la gradiente, favoreciendo la efectividad de aplicación foliar y controlando las pérdidas por lixiviación.

Las plantas deficientes de potasio en un principio sólo hay una reducción de la velocidad de crecimiento (hambre oculta) y solo posteriormente se da una clorosis y eventualmente una necrosis. Estos síntomas comienzan generalmente en hojas viejas, ya estas suministran potasio a las más jóvenes (Pissarek, 1973). En general, las plantas deficientes en potasio presentan áreas pequeñas de tejido muerto, usualmente, e los ápices, las regiones intervenales y en los márgenes de las hojas (Salisbury & Ross, 1994). La respuesta a la absorción de K^+ de los cultivos depende en gran parte del nivel de nutrición nitrogenada. En general, cuanto mejor sea el suministro de N, mayor será el aumento de rendimiento debido al K^+ (Gartner, 1969).

6.5. Del contenido de P a los 225 DDS en Raíces

El Análisis de varianza (ANVA) para el contenido de P a los 225 días después de la siembra (DDS) en raíces, expresada en el cuadro 5, no ha detectado diferencias significativas para Bloques, es decir que el arreglo de los bloques si representó su eficiencia en el control del error experimental . En la fuente de variabilidad tratamientos tampoco detectó diferencias significativas. El efecto de los tratamientos sobre el contenido de P a los 225 DDS en raíces es explicado por el Coeficiente de Determinación (R^2) hasta un 70.1%, lo que

hace que el resultado obtenido en esta variable sea suficientemente explicado por acción de los tratamientos estudiados. El Coeficiente de variación (C.V.) con un valor de 22.6% se encuentra dentro del rango de aceptación para trabajos de investigación indicado por Calzada (1982).

La prueba de rangos múltiples de Duncan ($P \leq 0.05$) para promedios de tratamientos (gráfico 9) en el Contenido de P a los 225 DDS en raíces y ordenados de menor a mayor tampoco ha detectado diferencias estadísticas significativas entre tratamientos, donde los tratamientos T3 (45 kg.ha⁻¹ de KCl + 67.5 kg.ha⁻¹ de ST), T1 (30 kg.ha⁻¹ de KCl + 45.0 kg.ha⁻¹ de ST y T2 (15 kg.ha⁻¹ de KCl + 22.5 kg.ha⁻¹ de ST) reportaron promedios estadísticamente iguales entre sí con 0.565 kg de P.ha⁻¹, 0.448 Kg de P.ha⁻¹ y 0.441 kg de P.ha⁻¹ respectivamente. Por otro lado, el contenido promedio de P en las raíces y en función al crecimiento (gráfico 10) ha definido una tasa de incremento exponencial del contenido de P, descrita por la ecuación $Y = 0.004 e^{1.2801 x}$ y una alta relación de correlación (r) de 95.1% ($r = \sqrt{R^2}$).

Salas (2002), menciona que los nutrientes depositados en tejidos y órganos pueden ser removilizados y transportados a otras partes de la planta. Removilización en la planta de partes maduras a jóvenes durante el desarrollo o en situaciones de estrés produce cambios en la concentración de nutrientes en particular en las hojas impactando fuertemente la expresión del síntoma de deficiencia y la relación entre concentración de nutriente con crecimiento y rendimiento de la planta. La movilización de nutrientes en el xilema es muy amplia y libre, mientras que en el floema es más restringida.

Por su parte Maschner (1995), los nutrimentos han sido caracterizados por tener alto, bajo o intermedio movimiento en el floema, lo cual ha sido determinado claramente por medio del empleo de isótopos. Los elementos que son muy móviles en el floema desde las hojas son el nitrógeno, fósforo, potasio y en menor proporción el magnesio. Altas concentraciones de estos elementos se han encontrado en extractos del floema circulando por la planta; cuando la disponibilidad de estos elementos disminuye, las hojas más jóvenes retienen su circulación a expensas de las hojas más viejas, produciendo con ello una disminución en concentración y la aparición de las deficiencias en las hojas viejas.

Mengel y Kirkby (1987), indican que a medida que las raíces empujan y buscan su camino a través del suelo entran en contacto con el fosfato de la solución del suelo. Siempre que las raíces tengan una alta demanda de P y este es generalmente el caso para las plantas en crecimiento, absorben el fosfato a una alta velocidad y la solución del suelo en la vecindad directa de la raíz queda agotado de fosfato. Por su parte Loneragan y Asher (1967), manifiestan que las raíces de las plantas son capaces de absorber fosfato de soluciones con concentraciones muy bajas del mismo.

Generalmente el contenido de fosfato de las células radiculares y la savia del xilema es entre 100 y 1000 veces más alto que el de la solución del suelo. El fosfato es muy móvil en la planta y puede translocarse hacia arriba o hacia abajo.

6.6. Del contenido de P a los 225 DDS en el tallo

El Análisis de varianza (ANVA) para el contenido de P a los 225 días después de la siembra (DDS) en el tallo, expresada en el cuadro 6, detectó diferencias altamente significativas ($P \leq 0.01$) para Bloques, es decir que el arreglo de los bloques si representó su eficiencia en el control del error experimental. En la fuente de variabilidad tratamientos también detectó diferencias significativas ($P \leq 0.05$) por lo que al menos uno de los promedios de tratamientos fue distinto a los demás. El efecto de los tratamientos sobre el contenido de P a los 225 DDS en el tallo es explicado por el Coeficiente de Determinación (R^2) hasta un 93.9%, lo que hace que el resultado obtenido en esta variable sea suficientemente explicado por acción de los tratamientos estudiados. El Coeficiente de variación (C.V.) con un valor de 8.72% se encuentra dentro del rango de aceptación para trabajos de investigación indicado por Calzada (1982).

La prueba de rangos múltiples de Duncan ($P \leq 0.05$) para promedios de tratamientos (gráfico 11) en el Contenido de P a los 225 DDS en el tallo y ordenados de menor a mayor también ha detectado diferencias estadísticas significativas entre tratamientos, donde el tratamiento T3 (45 kg.ha⁻¹ de KCl + 67.5 kg.ha⁻¹ de ST) reportó el mayor promedio con 6.395 kg de P.ha⁻¹, superando estadísticamente a los tratamientos T2 (15 kg.ha⁻¹ de KCl + 22.5 kg.ha⁻¹ de ST) y T1 (30 kg.ha⁻¹ de KCl + 45.0 kg.ha⁻¹ de ST) quienes reportaron promedios de 5.434 kg de P.ha⁻¹, 0.448 Kg de P.ha⁻¹ y 4.981 kg de P.ha⁻¹ respectivamente. Por otro lado, el contenido promedio de P en el tallo en función al crecimiento (gráfico 12) también ha definido una tasa de incremento

exponencial del contenido de P, descrita por la ecuación $Y = 0.0054 e^{1.7088 x}$ y una alta relación de correlación (r) de 96.4% ($r = \sqrt{R^2}$).

Es importante considerar lo indicado por Rojas (1993), quien menciona que las plantas con deficiencia de fósforo crecen lentamente, a veces, sus hojas se tornan verde oscuras con áreas rojizas, presentan tallos delgados. Los tallos de muchas plantas de especies anuales que padecen deficiencia de P se caracterizan por una coloración rojiza originada por una mayor síntesis de antocianinas.

6.7. Del contenido de P a los 225 DDS en hojas

El Análisis de varianza (ANVA) para el contenido de P a los 225 días después de la siembra (DDS) en hojas, expresada en el cuadro 7, detectó diferencias significativas ($P \leq 0.05$) para Bloques, por lo que el arreglo de los bloques si representó su eficiencia en el control del error experimental . En la fuente de variabilidad tratamientos no detectó diferencias significativas. El efecto de los tratamientos sobre el contenido de P a los 225 DDS en hojas es explicado por el Coeficiente de Determinación (R^2) hasta un 86.3%, lo que hace que el resultado obtenido en esta variable sea suficientemente explicado por acción de los tratamientos estudiados. El Coeficiente de variación (C.V.) con un valor de 15.5% se encuentra dentro del rango de aceptación para trabajos de investigación indicado por Calzada (1982).

La prueba de rangos múltiples de Duncan ($P \leq 0.05$) para promedios de tratamientos (gráfico 13) en el Contenido de P a los 225 DDS en hojas y ordenados de menor a mayor también ha detectado diferencias estadísticas significativas entre tratamientos, donde el tratamiento T3 (45 kg.ha⁻¹ de KCl + 67.5 kg.ha⁻¹ de ST) obtuvo el mayor promedio con 3.458 kg de P.ha⁻¹, superando estadísticamente a los tratamientos T1 (30 kg.ha⁻¹ de KCl + 45.0 kg.ha⁻¹ de ST) y T2 (15 kg.ha⁻¹ de KCl + 22.5 kg.ha⁻¹ de ST) quienes alcanzaron promedios de 2.642 kg de P.ha⁻¹ y 2.539 Kg de P.ha⁻¹ respectivamente. Por otro lado, el contenido promedio de P en hojas y en función al crecimiento (gráfico 14) también ha definido una tasa de contenido de P exponencial, descrita por la ecuación $Y = 0.0184 e^{1.2136 x}$ y una alta relación de correlación (r) de 93.3% ($r = \sqrt{R^2}$).

Es evidente que a los 225 DDS se obtuvo la mayor concentración de kg P ha⁻¹, por lo que comprendemos que las hojas jóvenes quedan suministradas no sólo con fósforo absorbido por las raíces, sino también con fósforo procedente de las hojas más maduras. Este movimiento descendente se da principalmente por el floema (Bouma, 1967). Generalmente las hojas con deficientes de P, se tiñen de colores oscuros y caen prematuramente. Las plantas que crecen con deficiencias de fósforo tienen un crecimiento retardado y la relación de peso entre la parte aérea/raíz es generalmente baja (Mengel y Kirkby, 1987).

6.8. Del contenido de P a los 225 DDS en frutos

El Análisis de varianza (ANVA) para el contenido de P a los 225 días después de la siembra (DDS) en frutos, expresada en el cuadro 8, detectó diferencias significativas ($P \leq 0.05$) para Bloques, por lo que el arreglo de los bloques si representó su eficiencia en el control del error experimental. En la fuente de variabilidad tratamientos no se detectó diferencias significativas. El efecto de los tratamientos sobre el contenido de P a los 225 DDS en frutos es explicado por el Coeficiente de Determinación (R^2) hasta un 86.6%, lo que hace que el resultado obtenido en esta variable sea suficientemente explicado por acción de los tratamientos estudiados. El Coeficiente de variación (C.V.) con un valor de 21.6% se encuentra dentro del rango de aceptación para trabajos de investigación indicado por Calzada (1982).

La prueba de rangos múltiples de Duncan ($P \leq 0.05$) para promedios de tratamientos (gráfico 15) en el Contenido de P a los 225 DDS en frutos y ordenados de menor a mayor tampoco ha detectado diferencias estadísticas significativas entre tratamientos, donde los tratamientos T3 (45 kg.ha⁻¹ de KCl + 67.5 kg.ha⁻¹ de ST), T1 (30 kg.ha⁻¹ de KCl + 45.0 kg.ha⁻¹ de ST) y T2 (15 kg.ha⁻¹ de KCl + 22.5 kg.ha⁻¹ de ST) alcanzaron promedios estadísticamente iguales entre sí con 5.872 kg de P.ha⁻¹, 5.474 Kg de P.ha⁻¹ y 4.685 Kg de P.ha⁻¹ respectivamente. Por otro lado, el contenido promedio de P en hojas y en función al crecimiento (gráfico 16) también ha definido una tasa de incremento del P exponencial, descrita por la ecuación $Y = 0.0426 e^{1.5373 x}$ y una alta relación de correlación (r) de 92.4% ($r = \sqrt{R^2}$).

Por los resultados obtenidos, consideramos lo manifestado por Mengel y Kirkby (1987) quienes mencionan que la formación de frutos y semillas disminuye particularmente en plantas que padecen deficiencia de P. Así, la deficiencia de P lleva a obtener no solo bajos rendimientos sino también frutos y semillas de baja calidad.

6.9. Del Área foliar a los 225 DDS

El Análisis de varianza (ANVA) para el área foliar a los 225 días después de la siembra (DDS), expresada en el cuadro 9, detectó diferencias significativas ($P \leq 0.05$) para Bloques, por lo que el arreglo de los bloques si representó su eficiencia en el control del error experimental. En la fuente de variabilidad tratamientos también se detectó diferencias significativas ($P \leq 0.05$), por lo que al menos uno de los tratamientos fue distinto a los demás. El efecto de los tratamientos sobre el área foliar a los 225 DDS en es explicado por el Coeficiente de Determinación (R^2) hasta un 85.6%, lo que hace que el resultado obtenido en esta variable sea suficientemente explicado por acción de los tratamientos estudiados. El Coeficiente de variación (C.V.) con un valor de 6.66% se encuentra dentro del rango de aceptación para trabajos de investigación indicado por Calzada (1982).

La prueba de rangos múltiples de Duncan ($P \leq 0.05$) para promedios de tratamientos (gráfico 17) en el área foliar a los 225 DDS y ordenados de menor a mayor también ha detectado diferencias estadísticas significativas entre tratamientos, donde el tratamiento T3 ($45 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$ de KCl + $67.5 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$ de ST) con un promedio de 20014.02 cm^2 de área foliar superó estadísticamente

a los tratamientos T1 (30 kg.ha⁻¹ de KCl + 45.0 kg.ha⁻¹ de ST) y T2 (15 kg.ha⁻¹ de KCl + 22.5 kg.ha⁻¹ de ST) quienes alcanzaron promedios de 13830.47 cm² y 11843 cm² de área foliar respectivamente. Por otro lado, el área foliar en función al crecimiento (gráfico 18) también ha definido una tasa de incremento exponencial del área foliar descrita por la ecuación $Y = 83.871 e^{1.3883 x}$ y una alta relación de correlación (r) de 99.1% (r = VR²).

El área foliar obtenida por el cultivo en sus diferentes etapas de crecimiento fue mayor en el tratamiento en cual se utilizó una mayor dosis de P y K⁺, por su parte Salas (2002), señala que para cada nutrimento el patrón de distribución, la proporción y extensión del reciclaje y removilización varía enormemente con el nutrimento, las condiciones ambientales, el estado nutricional de la planta, la especie y el estado de desarrollo. En especies anuales, la partición y removilización de nutrimentos está muy relacionado con los rápidos cambios en desarrollo que ocurren durante el ciclo de vida de la planta. En especies perennes también, la absorción, partición, almacenamiento y movilización están muy relacionados con los diferentes estados fenológicos de la planta. Esta masiva movilización de nutrimentos en las plantas nos indica que partición y movilización juegan un papel muy importante en la relación entre concentración de nutrimentos y crecimiento.

6.10. De la Materia seca a los 225 DDS

El Análisis de varianza (ANVA) para la materia seca a los 225 días después de la siembra (DDS), expresada en el cuadro 10, detectó diferencias altamente significativas ($P \leq 0.01$) para Bloques, por lo que el arreglo de los bloques si representó su eficiencia en el control del error experimental. En la fuente de variabilidad tratamientos también se detectó diferencias significativas ($P \leq 0.05$), por lo que al menos uno de los tratamientos fue distinto a los demás. El efecto de los tratamientos sobre el contenido de la materia seca a los 225 DDS en es explicado por el Coeficiente de Determinación (R^2) hasta un 91.6%, lo que hace que el resultado obtenido en esta variable sea suficientemente explicado por acción de los tratamientos estudiados. El Coeficiente de variación (C.V.) con un valor de 15.03% se encuentra dentro del rango de aceptación para trabajos de investigación indicado por Calzada (1982).

La prueba de rangos múltiples de Duncan ($P \leq 0.05$) para promedios de tratamientos (gráfico 19) en el contenido de materia seca a los 225 DDS y ordenados de menor a mayor también ha detectado diferencias estadísticas significativas entre tratamientos, donde el tratamiento T3 (45 kg.ha⁻¹ de KCl + 67.5 kg.ha⁻¹ de ST) con un promedio de 4639.06 kg de MS.ha⁻¹ superó estadísticamente a los tratamientos T1 (30 kg.ha⁻¹ de KCl + 45.0 kg.ha⁻¹ de ST) y T2 (15 kg.ha⁻¹ de KCl + 22.5 kg.ha⁻¹ de ST) quienes alcanzaron promedios de 3278.65 kg de MS.ha⁻¹ y 3129.47 kg de MS.ha⁻¹ respectivamente. Así mismo, el contenido de materia seca en función al crecimiento (gráfico 20) también ha definido una tasa de incremento

exponencial del contenido de materia seca descrita por la ecuación $Y = 5.4192 e^{1.5709 x}$ y una alta relación de correlación (r) de 91.3% ($r = \sqrt{R^2}$).

La materia seca producida por el cultivo en sus diferentes etapas de crecimiento la producción de materia seca fue mayor en el tratamiento en cual se utilizó una mayor dosis de P y K⁺. Por su parte Salas (2002), señala que para cada nutrimento el patrón de distribución, la proporción y extensión del reciclaje y removilización varía enormemente con el nutrimento, las condiciones ambientales, el estado nutricional de la planta, la especie y el estado de desarrollo. En especies perennes también, la absorción, partición, almacenamiento y movilización están muy relacionados con los diferentes estados fenológicos de la planta. Esta masiva movilización de nutrimentos en las plantas nos indica que partición y movilización juegan un papel muy importante en la relación entre concentración de nutrimentos y crecimiento. El K⁺ representa del 1 al 5% del peso seco del tejido foliar y el P representa del 0,15 al 1 % del peso seco de los vegetales (Benton *et al.*, 1991).

VII. CONCLUSIONES

- 1. La aplicación de 45 kg.ha⁻¹ de KCl + 67.5 kg.ha⁻¹ de ST (T3) determinó que el mayor contenido de fósforo por el cultivo sea de 16.29 kg P.ha⁻¹ a los 225 días después de la siembra, siendo que el tallo se concentró el mayor contenido con 6.395 kg P.ha⁻¹.**
- 2. La aplicación de 45 kg.ha⁻¹ de KCl + 67.5 kg.ha⁻¹ de ST (T3) determinó que el mayor contenido de potasio por el cultivo sea de 81.561 kg K.ha⁻¹ a los 225 días después de la siembra, siendo que en el fruto se concentró el mayor contenido con 32.553 kg K.ha⁻¹.**
- 3. La curva de absorción total, contenido de potasio y fósforo, área foliar y materia seca obtenida por el cultivo de sachá inchi, registró tasas de incremento exponencial en función del tiempo de desarrollo del cultivo, obteniéndose los máximos valores a los 225 días después de la siembra.**
- 4. La aplicación de 45 kg.ha⁻¹ de KCl + 67.5 kg.ha⁻¹ de ST (T3) determinó el mayor desarrollo foliar del cultivo con 20014.02 a los 225 días después de la siembra y con 4639.06 kg de Materia seca.ha⁻¹.**

VIII. RECOMENDACIONES

Considerando las condiciones edafoclimáticas donde se realizó el presente trabajo de investigación y en base a los resultados y discusiones realizadas, recomendamos:

1. Considerar los resultados de la aplicación de $45 \text{ kg}\cdot\text{ha}^{-1}$ de KCl + $67.5 \text{ kg}\cdot\text{ha}^{-1}$ de ST para iniciar procesos futuros de producción e investigación del cultivo de sachá inchi.
2. Por ser esta investigación una base para establecer programas de fertilización y por ser el sachá inchi un cultivo perenne que se encuentra en constante producción, se recomienda evaluar el comportamiento nutricional del cultivo por lo menos durante el primer año en producción motivo por el que no se debe descuidar la nutrición de este.
3. Se recomienda investigar la absorción determinar el comportamiento de los demás nutrientes principales (N, Ca, Mg, S,) y los micronutrientes (Fe, Mn, Cu, Mo, B, Cl, Zn) por el cultivo, siendo estos esenciales para saber cuándo y cuánto darle a la planta lo que necesita, diseñando e implementando los programas de fertilización adecuados

VII. REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS

- ARÉVALO, G. (1995). El cultivo del Sacha inchi (*Plukenetia volubilis* L) en la Amazonia. Instituto Nacional de Investigación y Extensión Agraria. Subdirección de Recursos Genéticos y Biotecnología de la Estación Experimental Agraria "El Porvenir"-Tarapoto. San Martín-Perú.
- ALLOWAY, B. (1995). Heavy metals in soils. Blackie Academic and Professional. Chapman and Hall. Glasgow, 368 p.
- BAILEY, L. (1949). Manual of cultivated plants. The Mac Millan Co. New York. 118 p.
- BERTSCH, F. (2003). Absorción de nutrientes por lo cultivos. San José, CR, Asociación Costarricense de la Ciencia del Suelo. p. 6-22 Biblioteca Conmemorativa Orton. (1987). Bibliografía corta sobre *Plukenetia*. Euphorbiaceae. Comunicación DC/SIT-55 del 27 de Enero, N° 3242.
- BRACK, A. (1999). *Plukenetia volubilis* L. Diccionario Enciclopédico de Plantas Útiles del Perú. PNUD. Cuzco – Perú. 550 p.
- BOUMA, D. (1967). Nutrient uptake and distribution in subterranean clover during recovery from nutritional stresses. II. Experiments with sulphur. Aust. J. Biol. Sci. 20, 613 – 621.

- **CORASPEET AL. (2009).** Absorción de Macronutrientes por plantas de Papa (*Solanumtuberosum* L.) En La Producción De Tubérculo-Semilla. Interciencia. VOL. 34 N° 1.
- **CASSAGNES, P.; MAGNY, J.; AZALBERT, P. AND CARLES, J. (1969).** (F) Contribution To investigations into the acumulation of minerals during the growth of apple fruit (Reine de Reinettes). C.R. Acad. Sci. (Paris), Ser. D, 269, 708 – 711.
- **CORASPE ET AL. (2008).** Nitrógeno absorbido por plantas de papa. Agronomía Tropical. N° 1. 14 p.
- **CLARKSON, T. (1987).** Ionic Relations. En: Wilkins MB. Advanced Plant Physiology. Longman Group. London.
- **DIXON, J. Y WEED, S. (1989).** Minerals in Soil Environments. 2nd ed. Soil science society of America, Madison.
- **FAO (Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación).** (2002). Los fertilizantes y su Uso. Asociación Internacional de la Industria de los Fertilizantes. Cuarta edición, revisada, FAO e IFA. Roma.
- **GREENWAY, H. AND PITMAN, M.G. (1965).** Potassium retranslocation in seedlings og *Hordeum vulgare*. Aust J. Biol. Sci. 18, 235 – 240.

- GARTNER, J.A. (1969). Effect of fertilizer nitrogen on a dense sward of kikuyu. Paspalum and carpet grass. 2. Interactions with phosphorus and potassium. Queensl. J. of Agric. and Anim. Sci. 26, 365 – 372.
- HAMAKER, B. ET AL. (1992). Perfiles de aminoácidos y ácidos grasos del "maní del inca" (*Plukenetia volubilis* L.).
- HAYNES J.L., ROBINS W.R. (1947). Calcium and boron as essential factors in the root environment. J. Amer. Soc. Agron. 40:795-803.
- INSTITUTO DE INVESTIGACIONES DE LA AMAZONÍA PERUANA. (2009). Estudio de viabilidad económica de *Plukenetia volubilis* Linneo, sachainchi, en el departamento de San Martín. In Avances económicos N° 3, Gonzales, L.A.; Ríos, T.S. (copiladores). 66 p.
- JESCHKE W.D., ATKINS C.A., Pate J.S. (1985). Ion circulation via phloem and xylem between root and shoot of nodulated white lupin. J. Plant Physiol. 117:319-330.
- KALLIOLA, R. (1993). Amazonía Peruana, vegetación húmeda tropical en el llano subandino. Proyecto Amazonía, Universidad de Turku; Turku, Finlandia. 265 pp.
- KOCH, K. AND MENGEL, K. (1977). The effect of K on N utilization by spring wheat during grain formation. Agron. J. 69, 477 – 480.

- **KIRKBY, E.A. Y RÖMHELD, V. (2007).** Micronutrients in plant physiology: functions, uptake and mobility. Proceedings 543, The International Fertilizer Society, P. O. Box, York, YO32 5YS, United Kingdom. (1996)
- **KOBAYASHI, M., T. Match, and J. Azuma** Two chains of rhamnogalacturonan II are cross linked by borate-diol ester bonds in higher plant cell walls. *Plant Physiology, Lancaster*, v. 110, p.1017-1020, (1996.)
- **LONERAGAN, J.F. AND ASHER, C.J. (1967).** Reponse of plants to phosphate concentration in solution culture. II. Rate of phosphate and it relation to growth *Soil Sci.* 103, 311 – 318.
- **LÓPEZ, M. (2009).** Distribución Y Fitodisponibilidad De Metales Pesados (Sb, Hg, As) En Los Jales De La Mina De Antimonio De Wadley, Estado De San Luis Potosí. Programa de Posgrado en Ciencias de la Tierra. Universidad Nacional Autónoma de México. 160 p.
- **MANCO, E. (2006).** Cultivo de Sacha inchi. Instituto Nacional de Investigación y Extensión Agraria. Subdirección de Recursos Genéticos y Biotecnología de la Estación Experimental Agraria “El Porvenir”-Tarapoto. San Martín-Perú.
- **MARSCHNER, H. (2003).** Mineral nutrition of higher plants. Capítulo 13. Nutrient availability in soils. 2nd Edition. Academic Press. London. UK.
- **MAKMUR, A.; GERLOFF, G.G. AND GABELMAN, W.H. (1978).** Physiology and inheritance of efficiency in potassium utilization in tomatoes grown under potassium stress. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.* 103 (4). 545 – 549.

- MARSCHNER H. (1995). Mineral nutrition of higher plants. 2nd ed. Academic Press, New York.
- MOSTACERO, J; MEJIA, F Y GAMARRA, O. (2002). Taxonomía de las Fanerogamas Útiles del Perú. Volumen I. CONCYTEC. Trujillo-Perú. 667 p.
- MAATHUIS, F. Y SANDERS, D. (1992). Plant membrane transport. Current Opinion in Cell Biology 4.661-669.
- MENGEL, K. & KIRKBY, E. (1987). Principios de nutrición vegetal. 4a. Edición. International Potash Institute Schneidergasse 27, P.O. Box 1609. ISBN: Nr. 3 – 906 535 03 7.
- PISSAREK, H.P. (1979). Influence of intensity and performance of Mg deficiency on the grain yield of oats. Z. Acker-u. Pflanzenbau 148, 62 -71.
- PERDOMO, C; O. CASANOVA Y V. CIGANDA. (1998). 4º Congreso Latinoamericano de Hidrología Subterránea. Relevamiento de Contaminación de aguas con NO₃- endistintas zonas del Uruguay. ALHSUD, Montevideo – Uruguay, 16 al 20 de noviembre de (1998). Vol 2. 962 p.
- RAMOS, F. (2006). Nutrición Vegetal. Universidad Autónoma de Aguas Calientes. 458 p.

- ROJAS, M. (1993). Fisiología Vegetal Aplicada. Interamericana, Mc Graw Hill, México. 275 p.
- RINCÓN L. ET AL. (1998). Crecimiento y absorción de nutrientes del melón Bajo Invernadero. Dpto.de Riegos. Centro de Investigación y Desarrollo Agroalimentario (CIDA). EstaciónSericícola. 30.150 La Alberca (Murcia). Vol. 13.
- RAIJ, B. (1998). Bioavailable tests: Alternatives to standard soil extractions. Communication in Soil Science and Plant Analysis, 29 (11-14): 1553-1570.
- RUBIO, L. (2004). Mecanismos de transporte de nitrato, amonio y fosfato y homeostasis citoplasmática de sodio en *Zostera marina* L. Facultad de Ciencias. Departamento de Biología Vegetal. Área Fisiología Vegetal.
- SANDERS D. Y BETHKE P. (2000). Membrane transport. En Biochemistry & Molecular Biology of Plants. B. Buchanan, W. Guissem, R. Jones, Eds. American Society of Plant Physiologists.
- SÁNCHEZ, J. (2007). Fertilidad del Suelo y nutrición mineral de plantas. Conceptos Básicos. FERTITEC S.A.
- SALAS, R. (2002). Herramientas de diagnóstico para definir recomendaciones de fertilización foliar. Fertilización Foliar: Principios y aplicaciones. Universidad de Costa Rica. 7 – 18.
- SALISBURY, B. & F. ROSS. (1994). Fisiología vegetal. Grupo Editorial Iberoamericana. México. 682 p.

- SEQUI, P. Y PIAGGESI, A. (2004). Istituto Sperimentale per la Nutrizione delle Piante
(Istituto Experimental para la Nutricion de las Plantas). © Copyright.
- VALAGRO (1999). SpA. Imp. Meta SRL – Corso Trento e Trieste, 43 – 66034
LANCIANO (Ch). Italia
- SCHÄFFNER, R. (1998). Aquaporin function, structure and expression: Are there
more surprises to surface in water relations? *Planta* 204: 131-139.
- VALLES, C. (1995). Sacha Inchi, Importante Oleaginosa Selvática. Pura Selva.
40
- YAMADA Y., BUKOVAC M.J., WITTEWER S.H. (1964). Ion binding by surfaces of
isolated cuticular membrane. *Plant Physiol.* 39, 978-982.– 41.

RESUMEN

Se estudió el comportamiento del fósforo y potasio por cultivo de sachá inchi (*Plukenetia volubilis* L.) bajo condiciones de Bello Horizonte – Tarapoto, dentro del cual se determinó la curva de absorción; la absorción y extracción del fósforo y potasio en relación con el comportamiento fenológico del cultivo. Se utilizó un DBCA constituido por tres tratamientos y cuatro repeticiones, utilizándose como fuente de fósforo el superfosfato triple y en el potasio el cloruro de potasio. Se realizó análisis de tejidos (raíz, tallo, hoja, flores y frutos), definiéndose las etapas fenológicas más importantes del ciclo del cultivo; las evaluaciones se realizaron a los 75, 112, 150 y 225 días después de la siembra (dds) tomándose una muestra por tratamiento en cada etapa fenológica, obteniéndose el peso fresco de cada órgano para luego ser enviadas al laboratorio de la UNALM para su respectivo análisis nutricional, el método utilizado para la determinación de fósforo y potasio fue el de Kjeldahl. Registrándose a los 225 días después de la siembra una acumulación en la raíz de 3.107 kg K ha⁻¹, en la hoja fue 17.93 kg K ha⁻¹ y en el tallo 26.018 kg K ha⁻¹ el fruto 31.99 kg K ha⁻¹ siendo el órgano que obtuvo mayor absorción de potasio, también a los 225 días después de la siembra una acumulación en la raíz de 0.56 kg P ha⁻¹, en la hoja fue 3.31 kg P ha⁻¹ y en el tallo 6.47 kg P ha⁻¹ el fruto 6.19 kg P ha⁻¹ siendo el órgano que obtuvo mayor absorción de fósforo.

Palabras claves:

Cloruro de potasio: es un haluro metálico compuesto de potasio y cloro. En su estado Puro es inodoro.

Superfosfato triple: Producto obtenido por reacción del fosfato mineral triturado con ácido fosfórico y que contiene como componente esencial fosfato monocálcico.

SUMMARY

Behavior of phosphorus and potassium was studied by culturing sacha inchi (*Plukenetia volubilis* L.) under conditions of Bello Horizonte - Tarapoto, in which the absorption curve was determined; the absorption and removal of phosphorus and potassium in connection with crop phenology. He used a DBCA consisting of three treatments and four replications, using as a source of phosphorus triple and potassium chloride potassium superphosphate. Analysis of tissues (root, stem, leaf, flower and fruit) was performed, defining the most important phenological stages of the crop cycle; assessments were performed at 75, 112, 150 and 225 days after sowing (das) taking one sample per treatment in each phenological stage to give the fresh weight of each body before being sent to the laboratory for their respective UNALM nutritional analysis, the method used for the determination of phosphorus and potassium was to Kjeldahl. By registering to the 225 days after planting in root accumulation of 3,107 kg K ha⁻¹, in the leaf was 17.93 kg K ha⁻¹ and at the stem 26 018 kg K ha⁻¹ fruit 31.99 kg K ha⁻¹ siendo organ q scored higher absorption of potassium, also to the 225 days after planting in root accumulation of 0.56 kg P ha⁻¹, in the sheet was 3.31 kg P ha⁻¹ and at the stem 6.47 kg P ha⁻¹ the result 6.19 kg P ha⁻¹ siendo q obtained major organ phosphorus absorption.

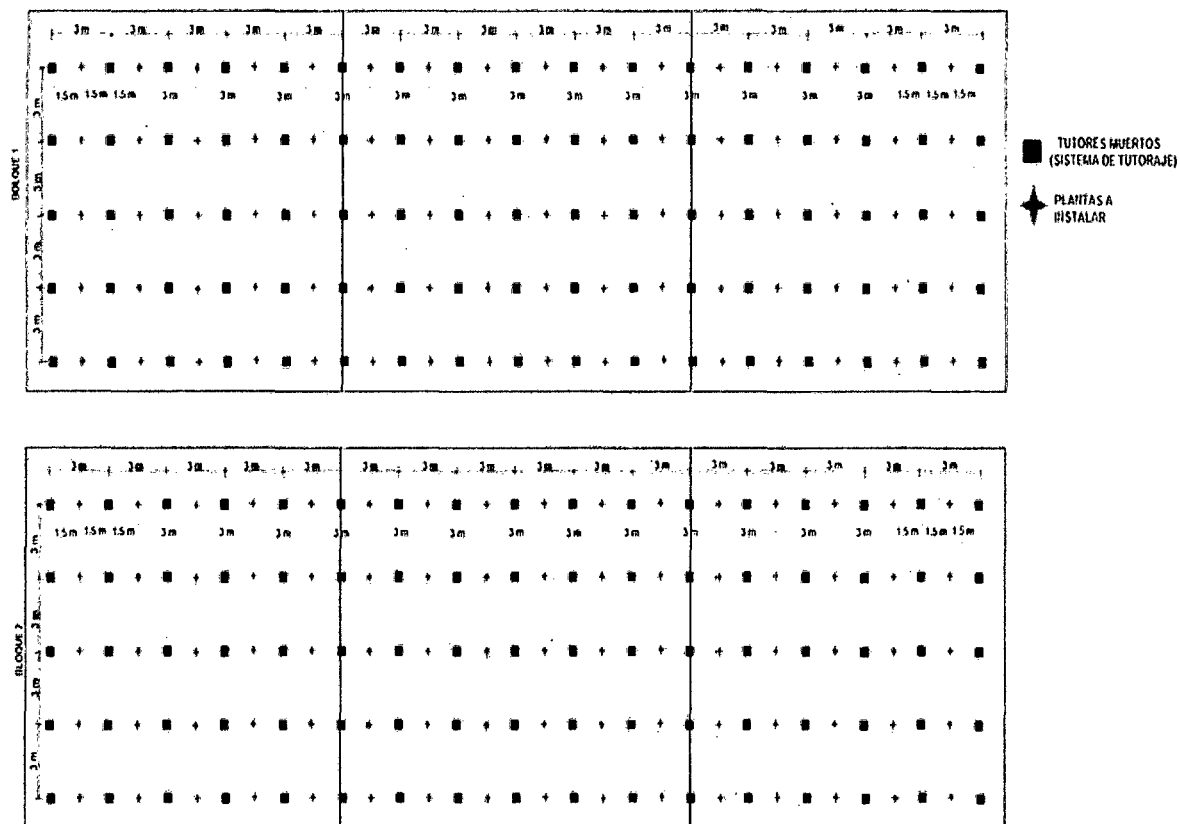
Keywords:

Potassium chloride: a metal halide compound is potassium and chlorine. In your state

Pure is odorless.

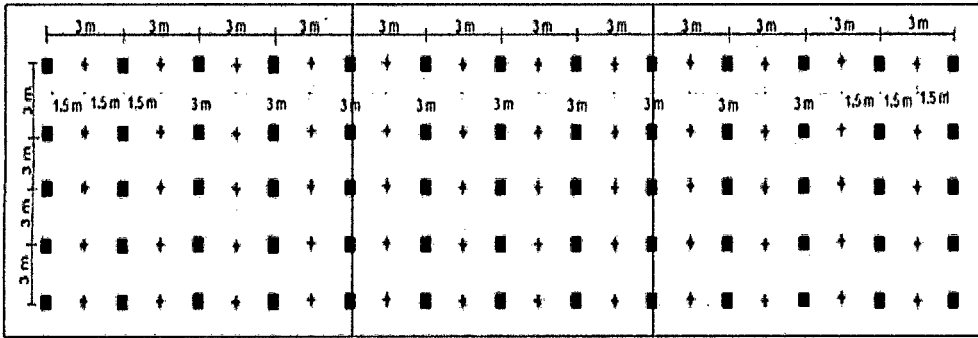
TSP: Product obtained by reaction of mineral phosphate with phosphoric acid and containing monocalcium phosphate as an essential component.

DISEÑO DE BLOQUES COMPLETAMENTE AL AZAR



Anexo 1: Croquis del experimento

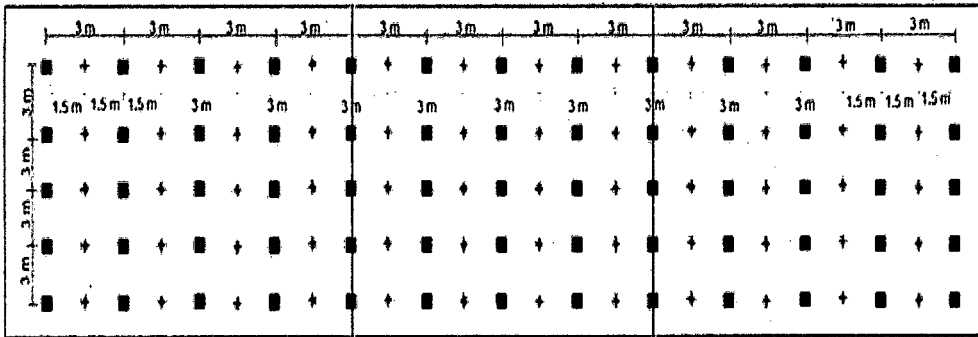
BLOQUE 3



■ TUTORES MUERTOS
(SISTEMA DE TUTORAJE)

✦ PLANTAS A
INSTALAR

BLOQUE 4



■ TUTORES MUERTOS
(SISTEMA DE TUTORAJE)

✦ PLANTAS A
INSTALAR

IMAGENES DE LA TESIS DESARROLLADA



Imagen 2: Selección de semillas utilizadas para la siembra (a y b).



Imagen 3: Preparación del área de investigación.



Imagen 4: Cultivo después de 50 días después de la siembra.



Imagen 5: Cultivo después de 60 días después de la siembra.



Imagen 6: Primera fertilización nitrogenada del cultivo.



Imagen 7: Guiado del cultivo utilizando hilo pavilo.



Imagen 8: Fertilización del cultivo.



Imagen 9: Cultivo a los 75 días después de la siembra.



Imagen 10: Primer muestreo de plantas, realizado a los 75 días después de la siembra.



Imagen 11: Primer muestreo de plantas.



Imagen 12: Calculo del área foliar.

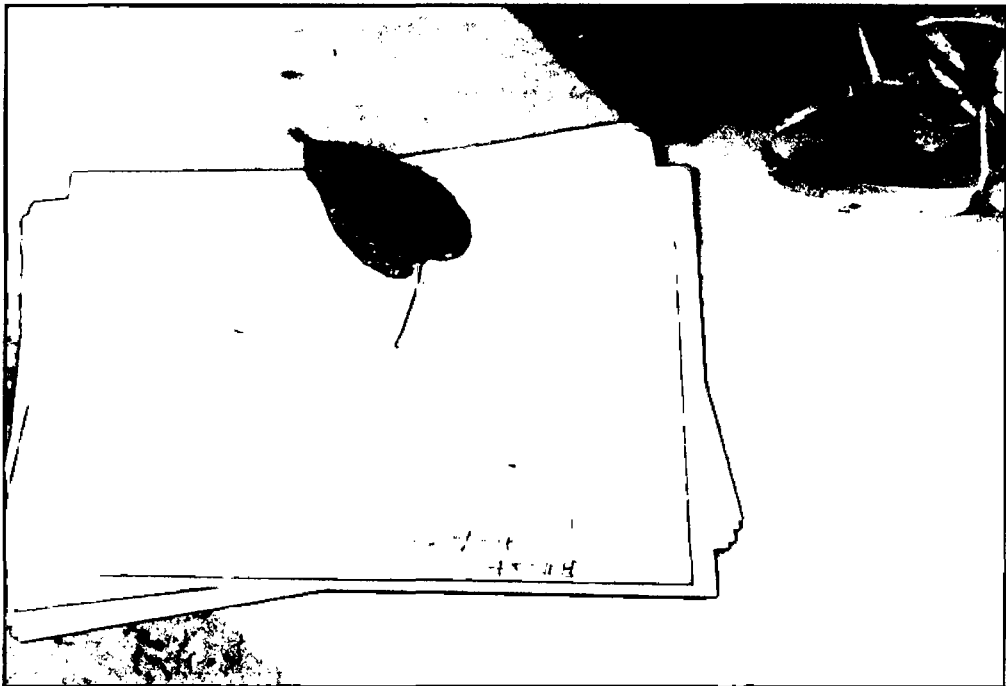


Imagen 13: Calculo del área foliar.

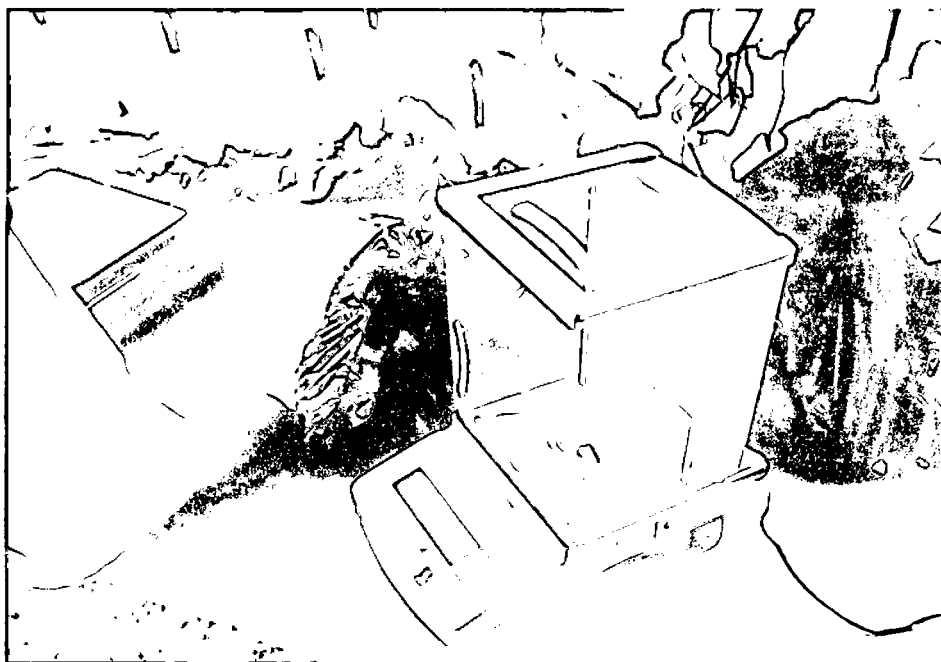


Imagen 14: Pesado de hoja para la obtención de peso fresco.



Imagen 15: Lavado de raíces y tallo.



Imagen 16: Separación y llenado de hojas en bolsas de papel.

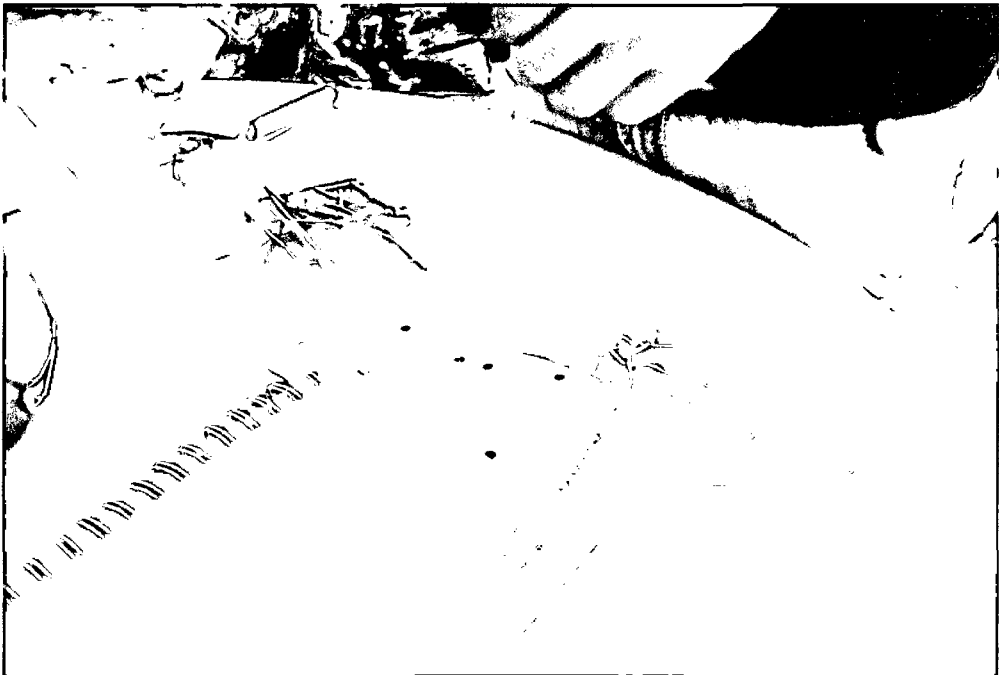


Imagen 17: Separación raíces y tallo en bolsas de papel.



Imagen 18: Secado de raíces, tallos y hojas en la estufa.



Imagen 19 Segundo muestreo de plantas.



Imagen 20: Flor femenina (izquierda) y flor masculina (derecha) de la planta.



Imagen 21: Fruto del sachá inchi.



Imagen 22: Separación y llenado de hojas en bolsas de papel.

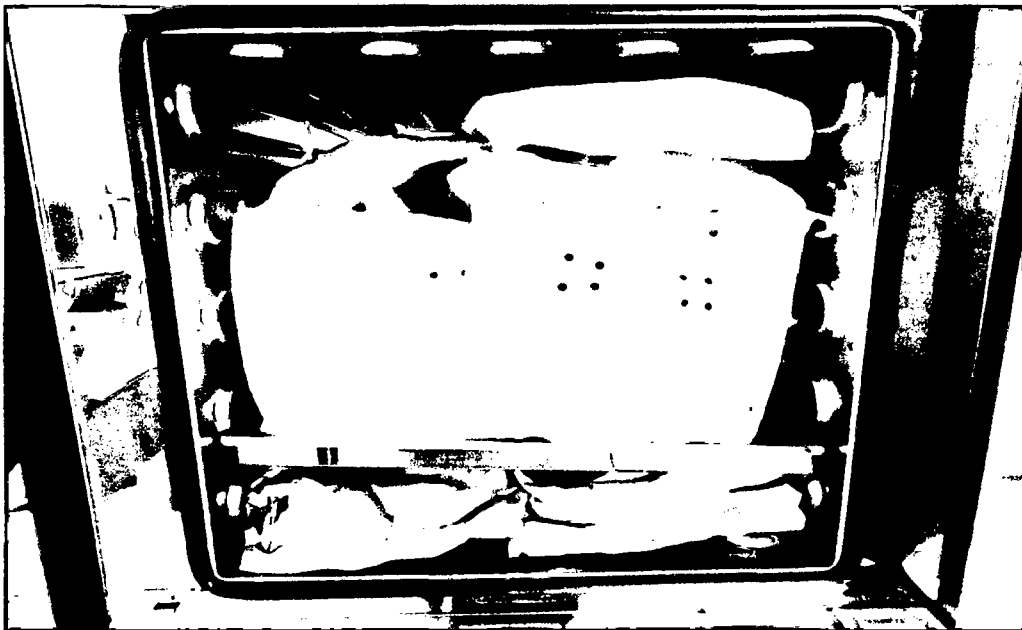


Imagen 23: Secado de raíces, tallos, hojas, flores y frutos en la estufa.

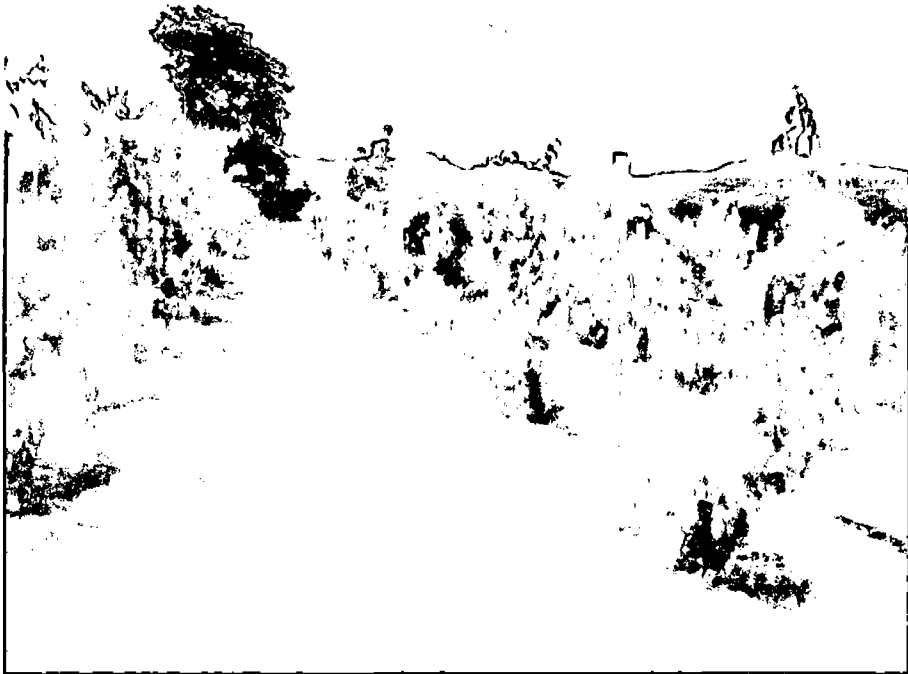


Imagen 24: Cultivo después de 150 días después de la siembra.



Imagen 25: Cultivo después de 225 días después de la siembra.



Imagen 26: Fruto después de 225 días después de la siembra.



Imagen 27: Elección de plantas para el cuarto muestreo.

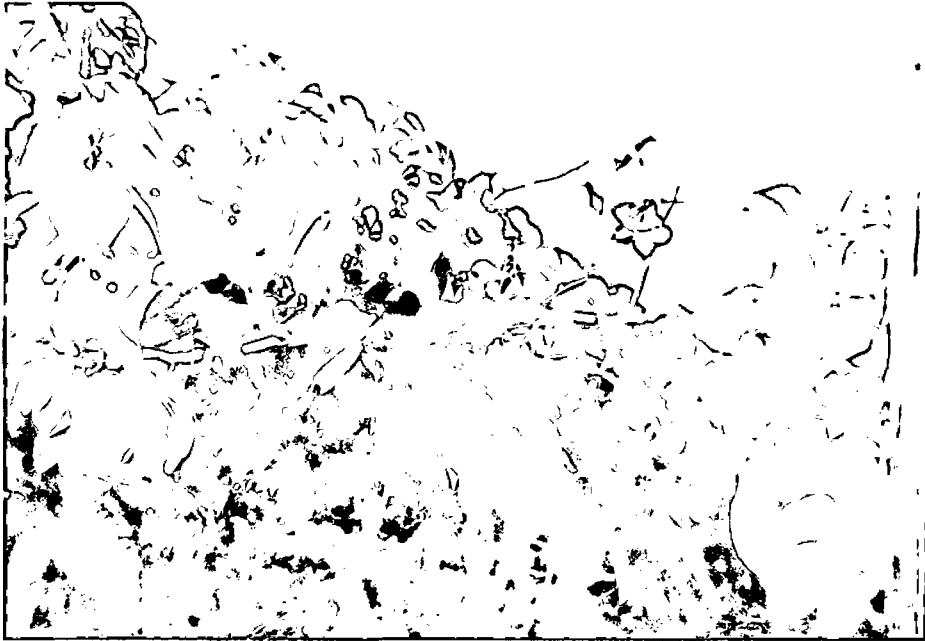


Imagen 28: Elección de plantas para el cuarto muestreo.



Imagen 29: Cuarto muestreo de plantas.



Imagen 30: Cuarto muestreo de plantas.

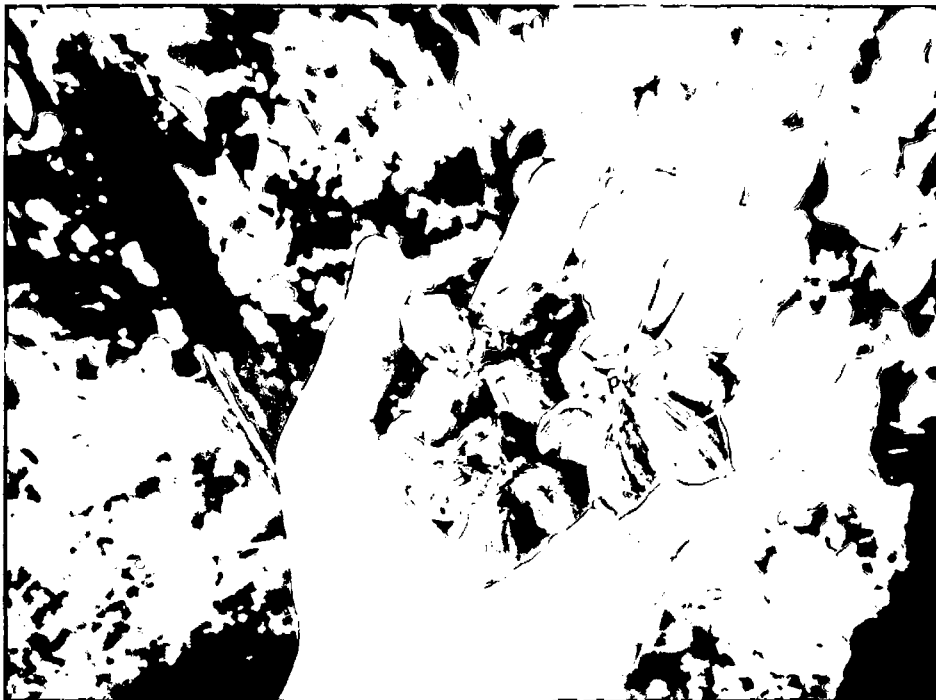


Imagen 31: Frutos de sachá inchi.



Imagen 32: Tallo, hoja y fruto listos para el secado.



Imagen 33: Tallo, hoja y fruto listos para el secado.

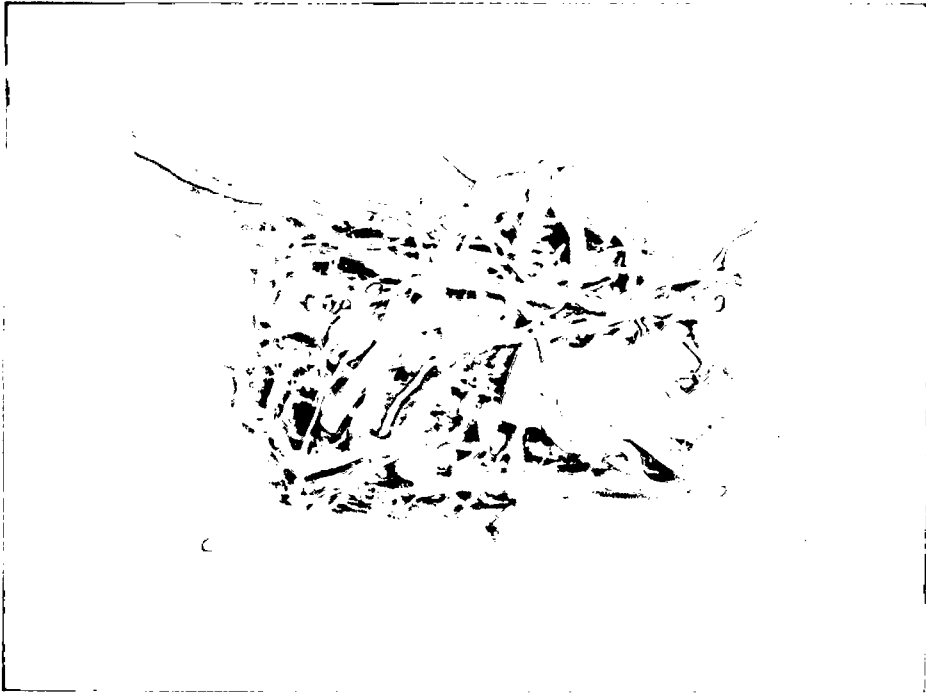


Imagen 34: Raíz del cultivo de sachá inchi.



Imagen 35: Tallo del cultivo de sachá inchi.



Imagen 36: Hoja del cultivo de sachá inchi.

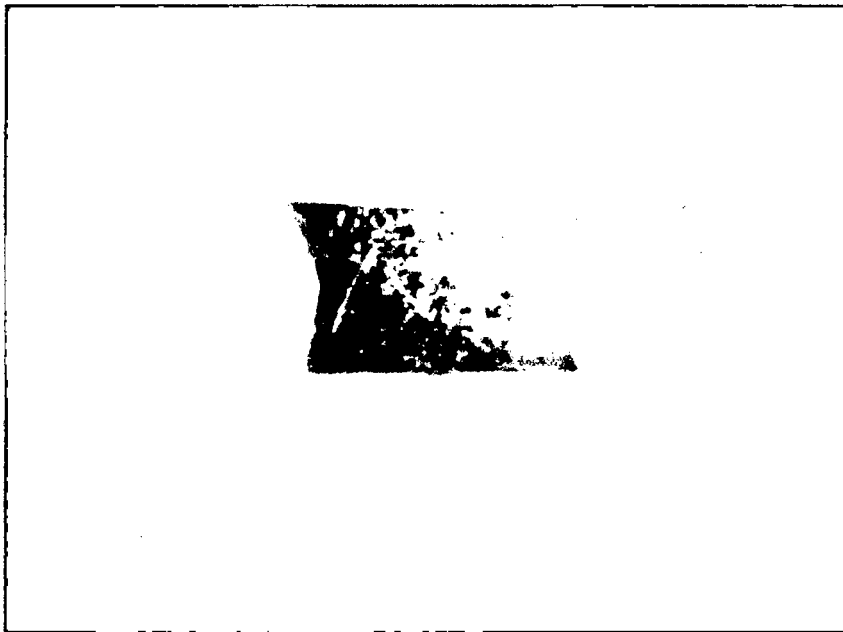


Imagen 37: Flor del cultivo de sachá inchi.