

UNIVERSIDAD NACIONAL DE CAJAMARCA

FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS

ESCUELA ACADÉMICO PROFESIONAL DE AGRONOMÍA



**Curva de absorción del nitrógeno (N) por el cultivo de
sacha inchi (*Plukenetia volubilis* L.) bajo condiciones de
Bello Horizonte - Tarapoto**

TESIS

PARA OPTAR EL TÍTULO PROFESIONAL DE:

INGENIERO AGRÓNOMO

PRESENTADO POR EL BACHILLER:

Rafael Ananías Balta Crisologo

Asesor:

Dr. Edín Edgardo Alva Plasencia

CAJAMARCA - PERÚ

2013



UNIVERSIDAD NACIONAL DE CAJAMARCA

Fundada por Ley 14015 del 13 de febrero de 1962

FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS

ESCUELA ACADÉMICO PROFESIONAL DE AGRONOMIA

ACTA DE SUSTENTACIÓN DE TESIS

En Cajamarca, a los cuatro días del mes de diciembre del año dos mil trece se reunieron en el ambiente 2C - 201 de la Facultad de Ciencias Agrarias de la Universidad Nacional de Cajamarca, los integrantes del jurado designado por el Consejo de Facultad de Ciencias Agrarias, según la Resolución de Consejo de Facultad N° 306 - 2013 FCA-UNC, con el objeto de evaluar la sustentación de la tesis titulada: **Curva de absorción del nitrógeno (N) por el cultivo de sachá inchi (*Plukenetia volubilis* L.) bajo condiciones de Bello Horizonte -Tarapoto;** a cargo del bachiller en Agronomía: **Rafael Ananías Balta Crisologo;** para optar el Título Profesional de **INGENIERO AGRÓNOMO.**

A las cuatro horas y diez minutos y de acuerdo a lo estipulado en el Reglamento respectivo, el Presidente del Jurado dio por iniciado el acto. Después de la exposición de la Tesis, formulación de las preguntas y la deliberación del Jurado, el Presidente del Jurado anunció la aprobación por unanimidad con el calificativo de **diecisiete (17).** Por lo tanto, el graduado queda expedito para que se le expida el título profesional correspondiente.

A las cinco horas y cuarenta minutos, el Presidente del Jurado dio por concluido el acto.

Cajamarca, 04 de Diciembre del 2013.

Dr. Juan Chávez Rabanal.

PRESIDENTE

Ing. M.Sc. Wilfredo Poma Rojas

VOCAL

Ing. M.Sc. Atilio Cadenillas Martínez

SECRETARIO

Dr. Edín E. Alva Plasencia.

ASESOR

DEDICATORIA

A Dios por ser mi guía en la trayectoria de mi vida, por enseñarme que aunque la vida me golpee una y otra vez, debo demostrarle que puedo levantarme mil veces y más; debo enseñarle a la vida que puedo perseguir mis sueños y alcanzarlos para no dejarlos ir nunca.

Al Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana – ILAP San Martín, Proyecto SNIP N° 144385 – MOSTT/ILAP-SM, por brindarme la oportunidad de seguir formándome en mi vida profesional, por enseñarme que no hay que compararse con nadie, sino medirse con uno mismo que esta es la única manera segura de avanzar. Que son los atajos los que alargan el camino, que la ruta más rápida y segura es la que ya conozco.

A mis padres María Felicita Crisologo Laiza y Luis Balta Benites por haberme dado la vida y porque en todo momento me brindan su apoyo incondicional; a mis hermanos por su comprensión, apoyo, sacrificio, estímulos de superación y por la confianza que depositaron en mí.

A mis todos mis amigos incondicionales, quienes me enseñaron a convertir mis problemas en retos y nunca obstáculos, quienes me inculcaron que mi vida es más grande que mis miedos, que mis fuerzas son mayores que mis dudas, que con el tiempo lo que hoy es difícil mañana será un tesoro.

Rafael A. Balta Crisologo.

AGRADECIMIENTO

A Dios dueño de mi triunfo, por no dejarme caer en el orgullo con el triunfo, ni en la desesperación con el fracaso y enseñarme que el fracaso es la experiencia que precede al triunfo, que nada es gratis en la vida, que todo debes ganártelo o merecerlo, que ser útil es mejor que ser importante.

Al Dr. Edín Edgardo Alva Plasencia, Dr. Oscar Oswaldo Loli Figueroa, Blgo. Ángel Martín Rodríguez del Castillo y al Ing. Danter Cachique Huansi; quienes me brindaron su amistad, me guiaron y orientaron en la presente investigación, quienes con la reputación que les precede me han transmitido sus conocimientos durante la conducción y redacción del presente.

A mis padres, hermanos y toda mi familia que en cada instante a pesar de la distancia confiaron en mí; quienes me enseñaron que la ambición es el camino al éxito y la tenacidad el vehículo en que se llega, quienes me enseñaron a tomar mis debilidades, convertirlos en mis fortalezas y con ello alentar mi luz de esperanza. Que los consejos no se discuten, se agradecen.

A todo el personal técnico y profesional del Proyecto SNIP N° 144385 – MOSTT/IIAP-SM y del Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana – IIAP San Martín, por su apoyo con conocimientos y material durante esta investigación.

Rafael A. Balta Crisologo.

RESUMEN

En objetivo del presente fue determinar el comportamiento del nitrógeno en el cultivo de sachá inchi (*Plukenetia volubilis* L.) bajo condiciones de Bello Horizonte – Tarapoto, construyéndose la curva de absorción de este nutriente en relación con el comportamiento fenológico. Se utilizó un DBCA constituido por tres tratamientos y cuatro repeticiones, utilizándose como fuente de nitrógeno el nitrato de amonio. La toma de muestras para el análisis de tejidos (raíz, tallo, hoja, flores y fruto) se realizaron a los 75, 112, 150 y 225 días después de la siembra (dds). El método utilizado para la determinación de nitrógeno fue el de Kjeldahl. Según los resultados el nitrógeno en el cultivo de sachá inchi (*Plukenetia volubilis* L.) es muy dinámico en cada órgano de la planta y a lo largo de todo el ciclo del cultivo, registrándose a los 225 días después de la siembra una acumulación en la raíz de 2.90 kg N ha⁻¹, en el tallo 12.58 kg N ha⁻¹, en la hoja fue 33.35 kg N ha⁻¹ y en el fruto es el órgano donde se encuentra el mayor contenido de este elemento de 33.35 kg N ha⁻¹. En general, se registró que a los 75 dds (crecimiento vegetativo, guiado) presenta una concentración de 0.52 kg N ha⁻¹, a los 112 dds (inicio de floración y fructificación) una concentración de 4.88 kg N ha⁻¹, a los 150 dds (floración, fructificación y llenado de frutos) una concentración de 29.03 kg N ha⁻¹ y a los 225 dds (primera cosecha) una concentración de 72.06 kg N ha⁻¹. La absorción total del cultivo fue 106.49 kg N ha⁻¹ y la extracción total fue 45.75 kg N ha⁻¹.

Palabras clave: sachá inchi, nitrógeno, curva de absorción, absorción y extracción.

ABSTRACT

In aim of this was to determine the behavior of nitrogen in growing sacha inchi (*Plukenetia volubilis* L.) under conditions of Bello Horizonte - Tarapoto, building the absorption curve of this nutrient in relation to phenology. One DBCA consists of three treatments and four replications, was used as a nitrogen source ammonium nitrate. Samples for analysis of tissues (root, stem, leaf, flower and fruit) were performed at 75, 112, 150 and 225 days after sowing (das). The method used for determination of Kjeldahl nitrogen was. According nitrogen results in the cultivation of sacha inchi (*Plukenetia volubilis* L.) is very dynamic in each organ of the plant and throughout the crop cycle, recorded at 225 days after planting an accumulation in the root 2.90 kg N ha⁻¹, stem 12.58 kg N ha⁻¹, the leaf was 33.35 kg N ha⁻¹ and the result is the body where the highest content of this element of 33.35 kg N ha⁻¹. Overall, it was recorded that the 75 dds (vegetative growth, guidance) it has a concentration of 0.52 kg N ha⁻¹, at 112 dds (start of flowering and fruiting) a concentration of 4.88 kg N ha⁻¹, the 150 dds (flowering, fruiting and fruit filling) a concentration of 29.03 kg N ha⁻¹ and 225 dds (first crop) a concentration of 72.06 kg N ha⁻¹. The total crop uptake was 106.49 kg N ha⁻¹ and total removal was 45.75 kg N ha⁻¹.

Keywords: *sacha inchi, nitrogen absorption curve, absorption and extraction.*

ÍNDICE

Capítulo		Página
RESUMEN		<i>i</i>
ABSTRACT		<i>ii</i>
I	Introducción	1
II	Problema de Investigación	3
III	Revisión de Literatura	6
IV	Hipótesis y Objetivos de Investigación	36
V	Materiales y Métodos	38
VI	Resultados y Discusión	44
VII	Conclusiones y Recomendaciones	69
VIII	Referencias Bibliográficas	71
ANEXOS		83

ÍNDICE TABLAS

Tabla		Página
1	Definición operacional de variable.	36
2	Datos climáticos de la zona donde se desarrolló el trabajo de investigación.	38
3	Tratamientos en estudio.	42
4	Distribución de los tratamientos en estudio.	42
5	Esquema de Análisis de Varianza (ANVA).	43
6	Análisis de suelo del área utilizada para la investigación.	44
7	Análisis de varianza para el efecto de los tratamientos en estudio en el área foliar del cultivo de sachá inchi. Datos registrados a los 75, 112, 150 y 225 días después de la siembra.	45
8	Prueba de Duncan al 5% de probabilidad para el efecto de los tratamientos en estudio en el área foliar del cultivo de sachá inchi. Datos registrados a los 75, 112, 150 y 225 días después de la siembra.	46
9	Análisis de varianza para el efecto de los tratamientos en estudio en la materia seca del cultivo de sachá inchi. Datos registrados a los 75, 112, 150 y 225 días después de la siembra.	48
10	Prueba de Duncan al 5% de probabilidad para el efecto de los tratamientos en estudio en la materia seca del cultivo de sachá inchi. Datos registrados a los 150 y 225 días después de la siembra.	49
11	Concentración promedio de N en % en la raíz, tallo, hoja y fruto del cultivo de sachá inchi.	53
12	Análisis de varianza para el efecto de los tratamientos en estudio en la concentración de N en la raíz del cultivo de sachá inchi. Datos registrados a los 75, 112, 150 y 225 días después de la siembra.	55
13	Prueba de Duncan al 5% de probabilidad para el efecto de los tratamientos en estudio en la concentración de N en la raíz del cultivo de sachá inchi. Datos registrados a los 112, 150 y 225 días después de la	

	siembra.	56
14	Análisis de varianza para el efecto de los tratamientos en estudio en la concentración de N en el tallo del cultivo de sachá inchi. Datos registrados a los 75, 112, 150 y 225 días después de la siembra.	58
15	Prueba de Duncan al 5% de probabilidad para el efecto de los tratamientos en estudio en la concentración de N en el tallo del cultivo de sachá inchi. Datos registrados a los 112 y 225 días después de la siembra.	59
16	Análisis de varianza para el efecto de los tratamientos en estudio en la concentración de N en la hoja del cultivo de sachá inchi. Datos registrados a los 75, 112, 150 y 225 días después de la siembra.	61
17	Prueba de Duncan al 5% de probabilidad para el efecto de los tratamientos en estudio en la concentración de N en la hoja del cultivo de sachá inchi. Datos registrados a los 112, 150 y 225 días después de la siembra.	62
18	Análisis de varianza para el efecto de los tratamientos en estudio en la concentración de N en el fruto del cultivo de sachá inchi. Datos registrados a los 112, 150 y 225 días después de la siembra.	66
19	Prueba de Duncan al 5% de probabilidad para el efecto de los tratamientos en estudio en la concentración de N en el fruto del cultivo de sachá inchi. Datos registrados a los 112, 150 y 225 días después de la siembra.	67

ÍNDICE FIGURAS

Figura		Página
1	Curva de crecimiento en área foliar del sachá inchi (<i>Plukenetia volubilis</i> L.) cultivado bajo condiciones de Bello Horizonte – Tarapoto.	47
2	Curva de crecimiento en materia seca del sachá inchi (<i>Plukenetia volubilis</i> L.) cultivado bajo condiciones de Bello Horizonte – Tarapoto.	50
3	Curva de crecimiento para el sachá inchi (<i>Plukenetia volubilis</i> L.) cultivado bajo condiciones de Bello Horizonte – Tarapoto.	51
4	Absorción de N en la raíz para el sachá inchi (<i>Plukenetia volubilis</i> L.) cultivado bajo condiciones de Bello Horizonte – Tarapoto.	57
5	Absorción de N en el Tallo para el sachá inchi (<i>Plukenetia volubilis</i> L.) cultivado bajo condiciones de Bello Horizonte – Tarapoto.	59
6	Absorción de N en el Tallo para el sachá inchi (<i>Plukenetia volubilis</i> L.) cultivado bajo condiciones de Bello Horizonte – Tarapoto.	63
7	Absorción de N en el fruto para el sachá inchi (<i>Plukenetia volubilis</i> L.) cultivado bajo condiciones de Bello Horizonte – Tarapoto.	68

ANEXOS

ANEXO		Página
1	Análisis Foliar del cultivo de sachá inchi (<i>Plukenetia volubilis</i> L.) realizado a 75 días después de la siembra.	83
2	Análisis Foliar del cultivo de sachá inchi (<i>Plukenetia volubilis</i> L.) realizado a 112 días después de la siembra.	84
3	Análisis Foliar del cultivo de sachá inchi (<i>Plukenetia volubilis</i> L.) realizado a 150 días después de la siembra.	85
4	Análisis Foliar del cultivo de sachá inchi (<i>Plukenetia volubilis</i> L.) realizado a 225 días después de la siembra.	86
5	Materia seca del cultivo de sachá inchi (<i>Plukenetia volubilis</i> L.) a 75, 112, 150 y 225 días después de la siembra.	87
6	Área foliar del cultivo de sachá inchi (<i>Plukenetia volubilis</i> L.) a 75, 112, 150 y 225 días después de la siembra.	88
7	Selección de semillas utilizadas para la siembra (a y b).	89
8	Preparación del área de investigación.	89
9	Cultivo después de 50 días después de la siembra.	90
10	Cultivo después de 60 días después de la siembra.	90
11	Primera fertilización nitrogenada del cultivo.	91
12	Guiado del cultivo utilizando hilo pavilo.	91
13	Fertilización del cultivo.	92
14	Cultivo a los 75 días después de la siembra.	92
15	Primer muestreo de plantas, realizado a los 75 días después de la siembra.	93
16	Primer muestreo de plantas.	93
17	Calculo del área foliar.	94
18	Calculo del área foliar.	94
19	Pesado de hoja para la obtención de peso fresco.	95

20	Lavado de raíces y tallo.	95
21	Separación y llenado de hojas en bolsas de papel.	96
22	Separación raíces y tallo en bolsas de papel.	96
23	Secado de raíces, tallos y hojas en la estufa.	97
24	Segundo muestreo de plantas.	97
25	Flor femenina (izquierda) y flor masculina (derecha) de la planta.	98
26	Separación y llenado de flores en bolsas de papel.	98
27	Fruto del sachá inchi.	99
28	Separación y llenado de hojas en bolsas de papel.	99
29	Secado de raíces, tallos, hojas, flores y frutos en la estufa.	100
30	Cultivo después de 150 días después de la siembra.	100
31	Cultivo después de 225 días después de la siembra.	101
32	Fruto después de 225 días después de la siembra.	101
33	Elección de plantas para el cuarto muestreo.	102
34	Elección de plantas para el cuarto muestreo.	102
35	Cuarto muestreo de plantas.	103
36	Cuarto muestreo de plantas.	103
37	Frutos de sachá inchi.	104
38	Tallo, hoja y fruto listos para el secado.	104
39	Tallo, hoja y fruto listos para el secado.	105
40	Raíz del cultivo de sachá inchi.	105
41	Tallo del cultivo de sachá inchi.	106
42	Hoja del cultivo de sachá inchi.	106
43	Flor del cultivo de sachá inchi.	107
44	Fruto del cultivo de sachá inchi.	107

CAPÍTULO I

INTRODUCCIÓN

El sachá inchi (*Plukenetia volubilis* L.) cultivo que gracias a su amplia potencialidad en la agroindustria de aceites durante estos últimos años, ha adquirido una importancia significativa a nivel mundial. Sus ácidos grasos poliinsaturados tipo omega (3, 6 y 9) y vitamina E (tocoferoles y tocotrienoles) presentes en sus semillas, razón suficiente para que países de la Unión Europea hayan visto necesario incorporarlo a la dieta alimenticia (Noriega *et al.* 2010). Investigaciones recientes indican la importancia nutricional y terapéutica de su consumo para el control de radicales libres y una serie de enfermedades que estos originan en el organismo humano (Risco *et al.* 2000). En nuestro país, especialmente en nuestra amazonía viene siendo fuertemente cultivado debido al incremento económico e industrial en el mercado nacional e internacional. En la región San Martín los pobladores utilizan la almendra de sachá inchi en su alimentación, ya sea cocida o tostada en la preparación de diversos potajes. Además, se estima que en el primer año puede obtenerse rendimientos promedios de 0,7 a 2,0 t ha⁻¹(Manco 2006).

Las investigaciones realizadas en este cultivo, son muy escasas. Es necesario desarrollar estudios que validen la calidad del producto desde el campo hasta su consumo, consiguiendo de esta manera un ritmo constante de producción a largo plazo. La nutrición mineral es uno de los factores que más contribuye para lograr buenos rendimientos en los cultivos y/o mejorar la calidad del producto, de forma que los nutrientes deben ser aplicados de acuerdo a las exigencias del cultivo, en las cantidades y en las épocas adecuadas. Es escasa la información confiable sobre los requerimientos nutricionales del cultivo de sachá inchi y es el productor el que más se ve afectado con esto.

La absorción de nutrimentos es un fenómeno que ocurre día a día y cada proceso metabólico de la planta requiere nutrimentos cualitativa y cuantitativamente diferentes (Bertsch 1993). Es necesario conocer la cantidad de cada nutrimento que extrae un cultivo ya que esto es un requisito básico para establecer los programas de fertilización, especialmente cuando se aplica el criterio de la fertilización por restitución mediante el cual se trata de reponer al suelo los elementos removidos por el cultivo.

De los elementos minerales, el Nitrógeno (N) es el elemento más abundante en los vegetales después del carbono (C), el hidrógeno (H) y el oxígeno (O), participa en los procesos de crecimiento como un componente estructural y funcional. Es en general, el que más influye en el rendimiento y calidad del producto a obtener en la actividad agrícola. Black (1986), sostiene que el N es el elemento del suelo más absorbido por las plantas en condiciones normales de cultivo y por esta razón, es también, el nutrimento que se encuentra más deficiente para la mayoría de los cultivos en todas las partes del mundo. Puede ser absorbido por las plantas en la forma de nitrato (NO_3^-) o amonio (NH_4^+), pero la forma preferencial en la absorción de N, sea nítrica o amoniacal, difiere también con las especies vegetales (Coraspe *et al.* 2008).

Debido a la importancia con la que se está difundiendo el cultivo y la esencialidad que constituye el nitrógeno en las plantas, en este trabajo se estudió la dinámica de absorción del Nitrógeno por cultivo de sachá inchi (*Plukenetia volubilis* L.) durante sus etapas fenológicas y su distribución en sus distintos órganos. Esto permite definir las épocas de aplicación de fertilizantes en los programas de fertilización, logrando maximizar el aprovechamiento de los fertilizantes, ajustando la fertilización a la demanda del nutriente asegurando así una mayor calidad y productividad del cultivo.

CAPÍTULO II

PROBLEMA DE INVESTIGACIÓN

2.1. Planeamiento del problema

El cultivo de sachá inchi (*Plukenetia volubilis* L.) en los últimos años ha venido incrementando su importancia económica e industrial en el mercado nacional e internacional debido a la gran demanda de ácidos grasos esenciales; omegas 3, 6 y omega 9 (Hamaker *et al.* 1992). En la actualidad, los agricultores buscan obtener respuestas y mejores maneras de incrementar el rendimiento del cultivo, pero lamentablemente no existe información confiable y precisa acerca del requerimiento nutricional del cultivo y sobre los períodos de máxima absorción de los diferentes nutrimentos. Esto limita el crecimiento del cultivo y el rendimiento es reducido.

Existe un vacío en el manejo nutricional del 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 por parte de la planta en función de cada una de sus etapas fenológicas. Según Coraspe *et al.* (2009), la nutrición mineral es uno de los factores que más contribuye para lograr incrementar rendimiento y una mejor calidad del producto; de tal forma que, los nutrientes deben ser aplicados en la épocas oportunas y de acuerdo a las exigencias del cultivo. La definición clara de la duración y los cambios en peso de cada una de las etapas fenológicas, y su relación con los cambios en las concentraciones de elementos en los diferentes tejidos de la planta, permitirá familiarizarse con los requisitos nutricionales del cultivo. Teniendo en cuenta la esencialidad e importancia que representa el Nitrógeno para las plantas, en esta investigación se determinó la dinámica de absorción del N por cultivo de sachá inchi (*Plukenetia volubilis* L.) durante sus etapas fenológicas y su distribución en sus distintos órganos, graficando así la curva de absorción para este nutriente, que será fundamental para establecer un programa de fertilización.

2.2. Formulación del problema

¿Cuál es la dinámica de absorción de nitrógeno (N) por el sachá inchi (*Plukenetia volubilis* L.), durante sus etapas fenológicas?

2.3. Justificación de la investigación

En la actualidad el sachá inchi (*Plukenetia volubilis* L.), presenta un gran potencial económico debido a las posibilidades de industrialización, pues sus semillas poseen elevadas concentraciones de ácidos grasos esenciales; omegas3, 6 y omega 9 (Hamaker *et al.* 1992). Según Brack (1999), constituye un potencial alimenticio con elevadas cualidades nutricionales no sólo por los ácidos grasos esenciales, sino por su alto contenido de vitamina A. Debido a las bondades que presenta, actualmente es fuertemente cultivado en la región San Martín (IIAP 2009).

Para lograr respuestas eficientes en términos de rendimiento y calidad por parte de los cultivos, la nutrición vegetal es esencial ya que permite englobar el comportamiento del cultivo respecto de la aplicación de fertilizantes (Kirkby & Römheld 2007). La cantidad de nutrientes absorbidos por la planta está relacionada con diversos factores, como lo es el material vegetal (variedad del cultivo), el estado fisiológico de la planta, las condiciones ambientales, las características del suelo, la disponibilidad de nutrientes, la calidad del agua, el manejo cultural y técnico que se le da al cultivo (Rincón *et al.* 2001). En el caso del sachá inchi, 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. La absorción de nutrientes, es en gran medida dependiente de la edad del cultivo.

Bajo este contexto, se busca conocer el comportamiento del elemento nitrogenado aplicado en relación a su concentración dentro de la planta durante el desarrollo de esta. Dicho esfuerzo permitirá; ajustar la fertilización a la demanda del nutriente asegurando así una mayor calidad y productividad del cultivo para así satisfacer las necesidades alimenticias del productor y reducir la contaminación de la actividad agrícola.

2.4. Delimitación de la Investigación

Esta investigación busca conocer el comportamiento del elemento nitrogenado aplicado en relación a su concentración dentro de la planta durante el desarrollo de esta, llevándose a cabo en el Centro Experimental Pucayacu del Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana (IIAP - SM); Centro Poblado Bello Horizonte; Distrito, La Banda de Shilcayo; Provincia, San Martín; Región San Martín por un periodo de 8 meses. Por lo tanto, los resultados de esta investigación serán de aplicación a condiciones edafoclimáticas de la zona o similares.

CAPÍTULO III

REVISIÓN DE LITERATURA

3.1. Antecedentes teóricos de la investigación

Es importante recopilar la mayor cantidad posible de literatura que suministre información de absorción de nutrientes asociada a un rendimiento dado en el cultivo de interés. Los datos provenientes de estos estudios constituyen una medida real, quizá lo más real. Con respecto al cultivo de sachá inchi, cabe mencionar que son escasas las investigaciones que se han realizado hasta el momento; existiendo la necesidad de desarrollar e innovar conocimientos y métodos para el mejoramiento del cultivo ya que este está entrando con mucha expectativa al mercado mundial. A continuación mencionaremos algunas investigaciones que se han realizado en el cultivo.

a. Riego durante la estación seca y la fertilización afectan el crecimiento, reproducción, y semillas de plantas de *Plukenetia volubilis* L. en una región tropical (Jiao *et al.* 2012)

Basado en un estudio de campo en una región tropical de China, los efectos de la estación seca - época de riego y la aplicación de fertilizantes en calidad de las semillas, hojas, planta entera y reproductiva (flor y semilla) de *Plukenetia volubilis* L. Los resultados mostraron que la capacidad fotosintética de la hoja y la conductancia estomática, medidos en el medio y al final de la estación seca, se observó una reducción de la irrigación, pero no por la fertilización. El riego durante la estación seca aumento la densidad estomática adaxial, el volumen de raíces finas, índice de área foliar, biomasa total y la biomasa de fruta durante esa temporada, pero disminuyó la eficiencia del uso del agua. Las plantas que crecen en condiciones de sequía naturales tuvieron un menor número de flores femeninas, las flores masculinas y frutos por planta, y un porcentaje más alto de aborto fruta al final de la estación seca en comparación con las plantas que habían sido bien regadas. Aunque los efectos del riego y la fertilización, aplicados durante la estación seca, en los rasgos de las hojas y en el número de órganos reproductores no eran evidentes en la temporada de lluvias, las vainas que se había iniciado en la época seca fueron más propensos a abortar en la temporada de lluvias, lo que reduce el

rendimiento en una etapa tardía. Ambos, riego y fertilización aumentaron el contenido en proteínas de las semillas recogidas al final de la estación seca, pero no afectan significativamente el contenido de aceite o perfil de ácidos grasos en las semillas. Entonces el riego en la temporada seca puede aumentar crecimiento de las plantas, afectando a los rendimientos totales en ese año y, posiblemente, en los años siguientes. Sin embargo, el riego y la fertilización no parecen afectar a la calidad de semilla directamente.

En conclusión, el presente estudio demostró que la sequía natural durante una estación seca reduce la tasa fotosintética de la hoja, producción de flores y frutos, y aumenta el aborto de los frutos en plantas de *P. volubilis* L., reduciendo el rendimiento de semilla, aunque los efectos sobre rasgos de la hoja que parecía ser de corto plazo. Un déficit de agua en la temporada seca produce aborto de frutos. Las capsulas que iniciaron a principios de la estación seca son las que más probabilidades de abortar tienen en la estación húmeda. Los resultados también mostró que el riego y fertilización con NPK durante el estación seca no afectó significativamente la temporada actual de calidad de la semilla. Sin embargo, la sequía natural es el principal factor de crecimiento de las plantas que progresivamente limitan y reducen sus rendimientos de semilla. El riego durante la estación seca es uno de los más importantes estrategias de gestión en el sudeste de la provincia de Yunnan para obtener altos rendimientos en plantas de *P. volubilis* L.

b. Fotosíntesis Hoja, Crecimiento y Productos químicos de semillas de Sacha Inchi Plantas cultivado en un alto gradiente altitudinal (Cai *et al.* 2012)

Sacha inchi (*Plukenetia volubilis* L.) es conocido por crecer de forma natural en una amplia gama de altos gradientes de América del Sur. Se evaluó los efectos de la altura (560, 900, 1200 y 1490 msnm) y la temporada en la hoja y la planta; los rasgos y productos químicos de las semillas de plantas de sachá inchi en Xishuangbanna, suroeste de China, para explorar la zona altitudinal óptimo para su cultivo. La máxima tasa de fotosíntesis neta (A_{max}), conductancia estomática (GS), y la respiración oscura (R_d) fueron mayores en la temporada de lluvias y el más bajo en la temporada de frío. Con valores similares en la temporada, la reducción en A_{max} y GS fue mayor en las plantas que crecen en mayores elevaciones que en

elevaciones más bajas. La biomasa vegetal y la producción de fruta fueron más altas en altitudes más bajas y de manera espectacular disminuido por encima de 900 msnm, que puede ser principalmente atribuido a una limitación de fuente de carbono (C). El sacha inchi podría ser cultivado en las regiones más frías debido a que el crecimiento reproductivo está adaptado a altas elevaciones. El contenido de aceite, proteínas y ácido graso linolénico e insaturados (UFA) concentrados en las semillas fueron más altas en la temporada de frío. Con un aumento en la elevación de las concentraciones linolénico y UFA en semillas aumentaron. En conclusión las altitudes más bajas (< 900 msnm) podría ser la zona óptima para el crecimiento y el rendimiento de sacha inchi, mientras que las semillas obtenidas de las plantas que crecen a mayor altitud (> 900 msnm) y en la temporada de frío parecen tener mejor calidad.

c. Diversidad genética en poblaciones naturales de sacha inchi *Plukenetia volubilis* L. (Euphorbiaceae) en el departamento de San Martín – Perú (Corazón *et al.* 2008)

El estudio fue basado en el análisis de ocho marcadores DALP (amplificación directa de polimorfismo de longitud), estos no requieren de información previa sobre el genoma del organismo en estudio, pues usan primers universales, conocidos también como primers arbitrarios, los cuales se acoplan a regiones homólogas desconocidas del genoma produciendo patrones de bandas múltiples. En este estudio se analizó la variabilidad genética de cuatro poblaciones naturales de sacha inchi *Plukenetia volubilis* L. de la región San Martín (Amazonía peruana), evaluados a través de la técnica DALP. Los resultados obtenidos en el presente estudio a nivel intrapoblacional, la población Shica presentó la mayor diversidad genética (15 genotipos) entre las cuatro poblaciones estudiadas, lo cual estaría relacionado con el mayor tamaño y densidad poblacional, que favorecería la polinización cruzada, trayendo como consecuencia una mayor diversidad genética. La alta divergencia (diferenciación) genética encontrada entre las cuatro poblaciones evaluadas, podría ser causada por la ausencia de insectos polinizadores directos, así como por la presencia de barreras naturales y por la distancia geográfica entre ellas, que estaría restringiendo el flujo de genes entre las poblaciones. Se recomienda; i) conservar a la población de Shica como stock genético, debida a su mayor diversidad genética; ii) realizar futuros cruzamientos entre las

poblaciones más distantes genéticamente, con la finalidad de obtener nuevas variantes genéticas aprovechables para el mejoramiento del sachá inchi.

d. Biología y autocompatibilidad del polen de sachá inchi (*Plukenetia volubilis* L.) (Noriega *et al.* 2010)

Se reporta en forma concisa la existencia de 23 anteras, conformada por cuatro tecas dehiscentes que protegen 8 granos de polen con dimensiones de 96 x 60 μm . Por otro lado, existe la predominancia de aproximadamente 200 botones por inflorescencia, disponiendo en su totalidad aproximadamente 147 200 granos de polen por cada inflorescencia, siendo numerosa las unidades que podrían estar presentes a nivel de una planta. Este reporte muestra una vez más que la numerosa disponibilidad de granos de polen presentes en una planta de sachá inchi, facilita la polinización cruzada (Cachique 2006). Para los métodos de polinización controlada se determinó que el método del sorbete resulta ser más eficiente en un 90,70% de frutos fecundados, comparado con un 55,20% de frutos fecundados por el método de pincel.

e. Propagación vegetativa del sachá inchi (*Plukenetia volubilis* L.) mediante enraizamiento de estacas juveniles en cámaras de subirrigación (Cachique *et al.* 2010)

En el presente trabajo se evaluó los efectos de dos tipos de sustratos, cinco dosis de ácido-3-indolbutírico, tres longitudes de estacas y cuatro áreas foliares sobre la capacidad de enraizamiento de estacas de *Plukenetia volubilis* L., utilizando cámaras de subirrigación. Se realizaron dos ensayos secuenciales en el vivero del Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana en San Martín. En el primero se empleó un diseño completamente al azar en parcelas divididas conformado por diez tratamientos, cuatro repeticiones y doce estaquillas por unidad experimental y en el segundo se empleó un diseño completamente al azar con arreglo factorial de tres repeticiones, doce tratamientos y nueve estaquillas por unidad experimental. Se obtuvieron porcentajes de enraizamiento superiores al 90 por ciento. En general la especie puede ser enraizada fácilmente en arena y dosis de AIB de 0.2%, utilizando estacas de 8 cm de longitud con áreas foliares de 50 o 100 cm^2 .

3.2. Bases teóricas

3.2.1. Generalidades del cultivo de Sacha inchi (*Plukenetia volubilis* L.)

3.2.1.1. Origen y Distribución Geográfica

Aranda (2010), 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. El género *Plukenetia*, tiene una distribución pantropical, 12 especies se encuentran en Sudamérica y Centroamérica y las otras siete sólo en el Viejo Mundo. En Perú se reconocen *P. volubilis* L., *P. polyandenia* Muell, *P. lorentensis* Ule, *P. brachybotrya* Muell y últimamente fue identificada la *P. huayllabambana*.

La *Plukenetia volubilis* L., tiene como hábitat, áreas de vegetación alterada o márgenes de bosques tropicales húmedos o de tierras bajas, hasta una elevación de 900 m. La especie es una liana de crecimiento rápido. La colecta en poblaciones naturales debería estar muy restringida debido al bajo número de poblaciones y a su distribución muy dispersa. La *P. volubilis* L., se extiende desde las Antillas menores, Surinam y el sector noroeste de la cuenca amazónica en Venezuela y Colombia hasta Ecuador, Perú, Bolivia y Brasil. En el Perú se han reportado en los departamentos de Amazonas, Cusco, Junín, Loreto, Pasco, San Martín y Madre de Dios (Aranda 2010).

Manco (2006) reporta que el Instituto Nacional de Investigación y Extensión Agraria (INIEA), mantiene la colección más importante de sacha inchi, en donde se mantiene y evalúan 47 accesiones de sacha inchi, de los cuales se han seleccionado ecotipos promisorios, principalmente por su rendimiento en grano seco.

En San Martín se le encuentra a lo largo de la Cuenca del Huallaga hasta Yurimaguas, en el Alto Mayo, Bajo Mayo, Sub Cuenca del Cumbaza y en áreas del sector Lamas - Shanusi (Manco 2006). Fue cultivado también en la costa peruana en la época prehispánica y se han encontrado semillas y representaciones en cerámicas (Brack 1999). Por otro lado menciona que en las áreas rurales de San Martín los pobladores utilizan la almendra de sacha inchi en

su alimentación, ya sea cocida o tostada en la preparación de diversos platos como inchicapi, ají de sachá inchi, cutacho, mantequilla de sachá inchi, inchi cucho, tamal de sachá inchi, turrón de sachá inchi, etc. En nuestro país se le ha encontrado en Madre de Dios, Huánuco, Oxapampa, San Martín, Rodríguez de Mendoza, Cuenca del Ucayali (Pucallpa, Contamana y Requena), en Putumayo y alrededores de Iquitos y Caballococha (Manco 2006). Soukup (1970), indica la ingesta de hojas crudas o cocidas por los pobladores nativos de la Amazonía, particularmente los huitotos. Por otro lado menciona que en las áreas rurales de San Martín los pobladores utilizan la almendra de sachá inchi en su alimentación, ya sea cocida o tostada en la preparación de diversos platos como inchicapi, ají de sachá inchi, cutacho, mantequilla de sachá inchi, inchi cucho, tamal de sachá inchi, turrón de sachá inchi, etc.

3.2.1.2. Clasificación Taxonómica

Según Mostacero *et al.* (2002), el Sachá inchi se clasifica de la siguiente manera:

- Reino : Plantae
- Subreino : Fanerogamas
- División : Angiospermae
- Clase : Dicotyledoneae
- Sub clase : Archichlamydeae
- Orden : Euphorbiales
- Familia : Euphorbiaceae
- Sub familia : Plukenetieae
- Género : Plukenetia
- Tribu : Plukenetieae
- Sub tribu : Plukenetiinae
- Especie : *Plukenetia volubilis*
- Nombre científico: *Plukenetia volubilis* Linneo.
- Nombre común : sachá inchi, maní del monte, maní del inca.

3.2.1.3. Descripción Morfológica

Manco (2006), describe que de la siguiente manera:

- a. **Habito:** Planta trepadora, voluble, semileñosa, de altura indeterminada.
- b. **Hojas:** Son alternas, de color verde oscuro, oval - elípticas, aseruladas y pinnitinervias, de 09 – 16 cm de largo y 06 – 10 cm ancho. El ápice es puntiagudo y la base es plana o semi-arriñonada.
- c. **Flores:** Los resultados obtenidos a través del proyecto de tesis titulado: "Biología Floral y Reproductiva del Cultivo de Sacha Inchi (*Plukenetia volubilis* L.) - Euphorbiaceae", nos indican que el cultivo presenta un alto porcentaje de polinización cruzada, lo cual implica que se trata de una especie alógama. El conocimiento del tipo de reproducción es de suma importancia para futuros trabajos de mejoramiento genético de la especie. En Sacha Inchi se observan 02 tipos de flores:
 - Masculinas: Son pequeñas, blanquecinas, dispuestas en racimos.
 - Femeninas: Se encuentran en la base del racimo y ubicadas lateralmente de una a dos flores.
- d. **Fruto:** Es una cápsula, de 3,5 a 4,5 cm de diámetro, con 04 lóbulos aristados (tetralobados) dentro de los cuales se encuentran 4 semillas. Excepcionalmente, algunos ecotipos presentan cápsulas con 5 a 7 lóbulos.
- e. **Semilla:** Es ovalada, de color marrón oscuro, ligeramente abultadas en el centro y aplastadas hacia el borde. Según los ecotipos, el diámetro fluctúa entre 1,3 y 2,1 cm. En condiciones de medio ambiente y al aire libre, la semilla se conserva por más de un año (Arévalo 1995; Valles 1992).

3.2.1.4. Variabilidad Genética

El conocimiento de los recursos genéticos permiten obtener nuevas variedades de plantas, a través del mejoramiento genético clásico o la ayuda de la biotecnología (Rossiter *et al.* 2000). Existen registrados cerca de 51 ecotipos con una amplia variabilidad genética, y que se

encuentran distribuidos en las regiones san Martín, Ucayali, Loreto, Cusco y Huánuco (Danter 2006). Se observa una alta variabilidad genética, morfológica y fitoquímica, lo que ha generado que en el proceso de expansión del cultivo se hayan llegado a confundir especies del género *Plukenetia*.

Según Corazón *et al.* (2009), La estación experimental “El Porvenir” del Instituto Nacional de Investigación Agraria-INIA, con el intuito de caracterizar esta gran diversidad, viene implementando el Banco Nacional de Germoplasma de sacha inchi, el cual actualmente cuenta con aproximadamente 51 accesiones colectadas en diferentes departamentos de la amazonía peruana. Los bancos de germoplasma, son herramientas para la conservación de especies silvestres, de las cuales aún conocemos poco, pero sabemos que encierran parte del pool genético de una determinada especie. La caracterización genética de un banco permite conocer el tipo de material genético que disponemos, así como identificar y caracterizar accesiones sobresalientes o en su defecto identificar duplicados (Bórem & Caixeta 2006). Hasta el año 2008 fueron descritas para la Amazonía peruana, cuatro especies en base a caracteres morfológicos: *P. volubilis* L., *P. brachybotry* Müll. Arg., *P. loretensis* Ule, y *P. polyadenia* Müll. Arg. (Rodríguez *et al.*, 2010). Asimismo sostiene que recientemente fue descrita, para la región Amazonas, *P. huayllabambana* Bussmann, C. Téllez & A. Glenn. Observaciones en la morfología de algunas colecciones biológicas del Herbarium Amazonense (AMAZ) indican cierta sobre posición en algunos de los caracteres de estas especies, lo que podría dificultar su correcta determinación.

3.2.1.5. Requerimientos Edafoclimáticos

3.2.1.5.1. Clima

a. Temperatura: Crece y tiene buen comportamiento a diversas temperaturas que caracterizan a la Amazonía Peruana (10°C mínima y 36°C máxima). Las temperaturas muy altas son desfavorables y ocasionan la caída de flores y frutos pequeños, principalmente los recién formados (Manco 2006). También menciona que efecto depresivo de las altas temperaturas en la producción se explica de dos maneras:

- 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.
- 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, donde fue realizado el presente trabajo, en Juan Guerra (San Martín), a una altitud de 232 msnm (Arévalo 1995).

c. Agua: El sachá inchi 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 (Arévalo 1995).

En Juan Guerra con una precipitación promedio anual de 1 054 mm, el riego se torna indispensable en determinados meses secos, a pesar de realizarse labores de conservación de humedad. 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 acreciente, los frutos inmaduros caen al suelo.

En suelos arcillosos (Vertisoles) que al secarse se contraen, pueden comprimir y dañar las raíces conduciendo a que las plantas finalmente mueran; sin embargo, las plantas que no han sufrido mucho estrés, pueden reaccionar favorablemente después de una lluvia o riego (Manco 2006). El efecto de las lluvias deberá ser enfocado en relación al tipo de suelo donde se instalará el cultivo, ya que es en las raíces es donde se almacena el agua. También menciona que, 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.

d. 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 (Manco 2006).

e. 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 (Figueroa 1992). A una humedad relativa del 78% y una temperatura media de 26°C, se observan plantas de "sacha inchi" prácticamente libres de enfermedades.

3.2.1.5.2. Suelo

a. Textura: En suelos arcillosos (más del 50% de arcilla) y franco arenosos (más del 60% de arena), indican que es una planta versátil, que muy fácilmente se adapta a los diferentes tipos de suelos, pudiendo establecerse hasta en colinas. Sin embargo, es necesario resaltar que se deben distinguir los suelos que posibiliten el mejor desarrollo y productividad del "sacha inchi", de aquellos donde la planta apenas sobrevive (Arévalo 1995).

b. pH: Tiene amplia adaptación a diferentes tipos de suelo; crece en suelos ácidos y con alta concentración de aluminio. Se deben elegir los suelos que posibiliten su mejor desarrollo y productividad (Manco 2006).

c. Drenaje: Necesita terrenos con drenaje adecuado, que eliminen el exceso de agua tanto a nivel superficial como profundo. Para un buen drenaje se debe considerar la textura del suelo, y ésta es importante para el desarrollo del cultivo.

d. Fertilidad del suelo: El corte, tumba y quema del bosque, hacen que ocurran cambios significativos en las propiedades químicas y físicas del suelo. La magnitud y duración de estos cambios dependen de muchos factores como tipo de vegetación que se ha desboscado, clima y las propiedades del terreno. En suelos ácidos estos cambios son beneficiosos porque aumentan el contenido de elementos disponibles, tales como calcio, magnesio, fósforo y potasio, neutralizándose parte del aluminio intercambiable (Manco 2006).

También menciona aireación insuficiente, compactación e inadecuada conservación del suelo, uso de tierras inapropiadas, excesiva acidez del suelo, alcalinidad, presencia de

elementos esenciales o aplicación de una fertilización no adecuada, son condiciones adversas que se pueden presentar en los suelos cultivados con sachá inchi.

3.2.1.6. Fenología del cultivo

Manco (2006), menciona que el tiempo:

➤ **En almácigo:**

- Días a germinación: 11 a 14 d.d.a. (días después de almácigo).
- Días a emergencia de hojas verdaderas:
 - 1er. par: Entre 16 y 20 d.d.a.
 - 2do. par: Entre 28 y 42 d.d.a.
 - 3er. par: Entre 45 y 59 d.d.a.

➤ **Después del trasplante:**

- Inicio de emisión de guía: Entre 20 y 41 d.d.t. (días después del trasplante).
- Inicio de floración : Entre 86 y 139 d.d.t.
- Inicio de fructificación : Entre 119 y 182 d.d.t.
- Inicio de cosecha : Entre 202 a 249 d.d.t.

3.2.1.7. Manejo Agronómico

Reforesta Perú SAC (2009), menciona que para obtener buenos rendimientos se debe tener en cuenta lo siguiente.

a.Sistema de Producción: Sistemas Agroforestales, monocultivo, asociados.

- Tipo de suelo: Se desarrolla en suelos arcillosos, franco arenosos; tolera suelos ácidos.
- Época de almácigo : 2 meses antes de trasplante.
- Época de trasplante : Época de lluvias, meses de Enero a Marzo
- Propagación : Por semilla

- Desinfección de semilla: Usar acefato (3 - 4 g kg⁻¹ de semilla) + tiofanatemetil + tiram (3 - 5 g kg⁻¹ de semilla).

b. Siembra

➤ **Época de Siembra:** La siembra del sachu inchi está condicionada al régimen de lluvias. Generalmente, se siembra al inicio de las lluvias para garantizar una buena germinación. En siembras directas la plantación debe instalarse entre diciembre y marzo. La siembra indirecta (en vivero) debe realizarse entre los meses de noviembre y febrero.

➤ **Preparación de terreno**

- Tradicional (Rozo, tumba, picacheo, junta)
- Mecanizado (arado, rastra y surcado)

➤ **Siembra directa:** Su propagación es por semillas

- Cantidad de semilla : 1,0 – 1,5 kg ha⁻¹.
- Distancia entre hileras : 2,5 a 3,00 m.
- Distancia entre plantas : 3,00 m.
- N° de plantas golpe⁻¹ : 1
- Profundidad de siembra : 2 - 3 cm.

➤ **Siembra indirecta**

❖ **Vivero**

- Almacigar las semillas en arena lavada de río, colocándolas en hileras distanciadas a 10 cm y a una profundidad de 2 cm.
- Realizar el repique de plántulas a bolsas de polipropileno negro con sustrato previamente preparado con tierra negra de bosque, antes de la aparición del tercer par de hojas verdaderas.

❖ **Trasplante:** Aproximadamente a los 60 días del almacigado y antes de la aparición de las guías.

➤ **Densidad de la plantación**

En el sistema de tutoraje en espalderas se pueden emplear distanciamientos de 3 y 2,5 m entre hileras y 3 m entre plantas (densidades de 1 111 y 1 333 plantas ha⁻¹ respectivamente).

c. Sistemas de tutoraje

➤ Tutores muertos o espalderas:

- Apropiado para suelos planos y campos limpios.
- Permite un mejor manejo del cultivo ya que reduce el uso de mano de obra en las podas.
- Permite un fácil y rápido acomodo de las ramas en los alambres.
- Su instalación requiere la utilización de postes de madera (3 a 3,50 m de longitud y 0,15 m de espesor) los cuales son enterrados a una profundidad de 60 a 70 cm y a un distanciamiento que puede ser de 3 x 3 m.
- Colocar 3 hileras de alambre galvanizado; la 1ª hilera de alambre N° 10 colocarla a más o menos 1,60 m desde el suelo, dependiendo del largo de los postes; la 2ª y 3ª hilera de alambre N° 6 ó 7, colocarla a 40 cm y 80 cm del primero, respectivamente.
- El trasplante del sachá inchi se deberá realizarse después de haberse instalado el sistema de tutoraje, para no maltratar las plantas.

d. Fertilización

Aún no se han realizado investigaciones con respecto a la fertilización del sachá inchi, pero de acuerdo a su distribución podemos decir que es un cultivo de poca exigencia nutricional. Manco (2006), menciona que en la Estación Experimental El Porvenir, utiliza las siguientes dosis:

- En vivero realizar 2 – 3 aplicaciones de Grow More 32 – 10 - 10 (3 kg ha⁻¹)
- En campo definitivo efectuar aplicaciones de abono foliar a base de nitrógeno (1 – 1,5 l ha⁻¹), también aplicaciones de Grow More 10 – 55 - 10 (2 - 4 kg ha⁻¹) o Quimifol PK 970 Plus (1 -2 kg ha⁻¹) al inicio de floración e inicio de formación de fruto.
- Aplicaciones al suelo de NPK (30 g urea + 45 g superfosfato triple + 30 g cloruro de potasio) y de humus de lombriz de tierra (15 t ha⁻¹ año⁻¹).

Manco (2006), también se han efectuado aplicaciones de 2 kg de humus de lombriz por planta y aplicaciones foliares de fertilizantes hormonales para recuperar al cultivo después de una sequía y ataque de nematodos. Se han observado buenos resultados; incluso la

caída temprana de frutos pequeños ha disminuido (Arévalo 1995). El requerimiento de algunos micronutrientes como el fierro, es muy notorio en suelos con problemas de carbonatos en la zona de Shanao (Provincia de Lamas).

e. Riego: En épocas de verano cada 15 a 20 días

f. Control de malezas

➤ **Manual**

- Es una práctica importante en los primeros estadios de desarrollo del cultivo.
- Dependiendo del tipo de maleza, estado de desarrollo de la maleza y población puede ser:

➤ **Químico:** Aplicaciones de herbicida sistémico glifosato a dosis de 4 – 5 l ha⁻¹ ó de un herbicida de contacto del tipo glufosinato de amonio a dosis de 4 – 5 l ha⁻¹.

g. Manejo de podas: Se realiza con la finalidad de dar un buen manejo al cultivo y formar la planta; para incrementar la producción y facilitar la cosecha. La poda mejora la distribución de la luz, facilita la aireación y permite la distribución de los frutos en lugares accesibles para la cosecha.

➤ **Tipos de Podas**

- **Poda de Formación:** Con la finalidad de eliminar ramas o guías que se encuentran a la altura del 1er. alambre a 40 cm del suelo (en espaldas) a fin de formar la horqueta.
- **Poda de Producción:** En etapa productiva la poda se debe realizar después de una a dos cosechas.

h. Control Fitosanitario

- **Plagas:** Contra gusanos cortadores y hormigas de la familia Acromyrmex, aplicar carbaryl (2 kg ha⁻¹). Para arañita roja, realizar aplicaciones de aceite agrícola a razón de 180 ml 15 l⁻¹ de agua.
- **Enfermedades:** Preventivo con la desinfección de semilla. Para el control de *Fusarium* spp., aplicar Rhizolex – T (2 kg ha⁻¹).

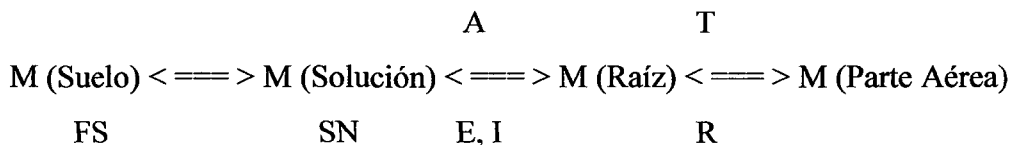
3.2.2. Nutrición mineral de las plantas

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 & Piaggese (2004), sostienen que los nutrientes minerales tienen funciones específicas y esenciales en el metabolismo de la planta. Todos los elementos nutritivos son absorbidos por la planta bajo la forma de iones.

3.2.2.1. La nutrición y el sistema Suelo-Planta

Sánchez (2007), establece que es un sistema abierto en que los elementos (M) son constantemente removidos de un lado (fase sólida) a otro donde es acumulado (planta).



Dónde:

FS = Fase Sólida; constituida por la materia orgánica y la fracción mineral. Ocurren reacciones de: disponibilidad, desorción, mineralización de la materia orgánica.

SN = Solución; compartimiento para la absorción radicular. Ocurren reacciones de absorción, fijación e inmovilización.

A = Absorción.

E = Excreción.

I = Inmovilización.

T = Transporte.

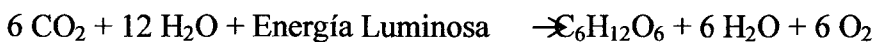
R = Redistribución.

Características del sistema:

- a. **Es abierto:** Por tanto se dan todas las reacciones posibles.
- b. **Estado estable:** Todas las reacciones parciales ocurren con la misma velocidad de izquierda a derecha y viceversa y la concentración de M no varía ($dM/dt = 0$)
- c. **La velocidad de las reacciones es determinada por aquella que es menor.** El elemento M puede ser: esencial, benéfico o tóxico.

Sánchez (2007), también sostiene que, dentro de este aspecto es relevante mencionar que se admiten tres formas de nutrición de plantas.

- a. **Nutrición carbonada**, a través de la incorporación y transformación del CO_2 en carbohidratos en el proceso fotosintético.



- b. **Nutrición mineral**, a través de la absorción radicular de nutrientes en forma aniónicas y catiónicas simples.
- c. **Nutrición hídrica**, es la absorción de agua para la fotosíntesis y con ella la absorción de minerales.

3.2.2.2. 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 10.00 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.

Por otro lado sostienen que 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 estructuras enzimáticas, son capaces de catalizar la mayor parte de las reacciones típicas del metabolismo de la planta y por ende influenciar en la fisiología.

Mengel y Kirkby (1987), durante el periodo de crecimiento las raíces actúan como un sumidero recogiendo los nutrientes disponibles que se utilizaran para la síntesis de los compuestos orgánicos vegetales. Al Terminar el periodo de crecimiento y comenzar la senescencia, el periodo se revierte y los nutrientes se liberan al suelo mediante la descomposición de los restos vegetales. No todos los nutrientes absorbidos por la planta durante el periodo de crecimiento han de ser necesariamente devueltos al suelo durante el mismo año. Por otra parte, algunos nutrientes pueden perderse durante el periodo de crecimiento debido al lavado de las lluvias.

Cada planta posee su mínimo, óptimo y máximo de tolerancia para cada uno de los 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). Lo anterior está de acuerdo con el famoso paradigma de Paracelso: “todo es veneno, nada es veneno, depende de la dosis”.

3.2.2.3. 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 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 (Alloway 1995). 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.

a. El pH

Según Sequi & Piaggese (2004) el pH de un suelo puede tener una importancia determinante para la disponibilidad de los iones nutritivos, actuando directamente sobre el estado químico de los micronutrientes. En suelos que tienen un pH inferior a 6, el hierro, el zinc, el cobre y el manganeso, están presentes en formas fácilmente asimilables por parte de la planta.

Por otro lado sostienen que a medida que aumenta la alcalinidad del suelo, los micronutrientes son transformados poco a poco en óxidos, hidróxidos, fosfatos y carbonatos, con una creciente indisponibilidad para las plantas a medida que se forman complejos insolubles con determinadas sustancias allí presentes, siendo de esta manera substraídos a la nutrición de las plantas. En estas condiciones de alcalinidad en cambio, es óptimamente absorbido el molibdeno, que no es inestable en condiciones de acidez.

b. Textura y materia orgánica

Sequi & Piaggese (2004) establecen que los elementos útiles para la planta están en casi el 98% inmovilizados en la fase sólida del suelo, tanto en las partículas minerales como en las orgánicas, y en el otro casi 2%, están adsorbidos a las partículas coloidales y a los compuestos químicos que presentan enlaces de coordinación (quelatos). De este modo, solamente una pequeña parte, alrededor del 0,2% de los iones útiles para las plantas (inmediatamente disponibles para la absorción radicular), se encuentran en solución en el agua del suelo. De esta manera, las condiciones físicas del suelo pueden actuar indirectamente en la

disponibilidad de los micronutrientes evitando por ejemplo un fuerte lavado. Los suelos arenosos, a causa de los fuertes lavados resultan los más pobres de micronutrientes.

También mencionan que a su vez la sustancia orgánica actúa directamente en la mejora de la estructura del suelo realizando una acción quelante hacia los nutrientes metálicos y garantizando la supervivencia de los microorganismos que colonizan el suelo.

c. Sinergismos y antagonismos

Sequi & Piaggese (2004) indican que el antagonismo consiste en que el aumento por encima de cierto nivel de la concentración de un elemento reduce la absorción de otro. Ejemplos: Na/Ca, K/Mg, Ca/Mg y K, Ca/Fe, Mn, Zn y B, Fe/Mn, N/K. Quizá el elemento más preocupante en suelos calizos sea el Ca, que como vemos es antagonista con multitud de elementos. También un exceso de abonado nitrogenado vemos que impide una correcta asimilación del K. Asimismo indican que el sinergismo consiste en que el aumento en la concentración de un elemento favorece la absorción de otro. Ejemplo N/Mg, P/Mg. Puede darse el caso de existir sinergismo negativo, la carencia de un determinado elemento propicia la deficiencia de otro, como el caso B/Ca.

Por otro lado sostienen, que en muchas ocasiones dos elementos pueden comportarse como sinérgicos o antagónicos en función de sus proporciones relativas, de esta forma si guardan un correcto equilibrio se muestran como sinérgicos. Para un crecimiento óptimo de la planta, los elementos nutritivos deben ser absorbidos, y por lo tanto distribuidos, en proporciones adecuadas. La perturbación de este delicado equilibrio nutricional, puede crear o amplificar (si ya existe), los fenómenos de sinergismo y antagonismo entre los diversos elementos nutritivos presentes en el suelo.

También mencionan que existe entre los elementos nutricionales, un antagonismo fisiológico genérico (no en la admisión, sino en los efectos de su admisión; por ejemplo cuando a consecuencia de un exceso de un elemento se manifiesta la carencia de otro) y un antagonismo fisiológico específico. Como el que existe entre elementos mono y bivalentes (K por un lado, Ca y Mg por el otro). Existen también sinergismos y antagonismos fisiológicos

específicos (no en la absorción de los elementos, sino en los efectos producidos en su absorción: entre K y Na y viceversa; entre Fe, Mn y Zn en forma recíproca; entre B y Ca pero no viceversa.

d. Potencial redox

En condiciones de reducción (suelos con una estructura compacta, saturados de agua, etc.) la solubilidad de los micronutrientes para las plantas aumenta considerablemente. Por ejemplo, las formas reducidas de hierro (Fe^{2+}) y de Manganeseo (Mn^{2+}) resultan más solubles que las formas oxidadas (Fe^{3+} y Mn^{3+}) (Seqi & Piaggese 2004).

e. Clima

El suelo puede sufrir cambios notables a causa de las variaciones climáticas y por la alternancia de periodos de lluvias y de sequía. Las lluvias intensas y persistentes, causan una lixiviación de los micronutrientes; contrariamente, en condiciones de baja disponibilidad hídrica, la movilidad de los iones puede resultar fuertemente reducida (Seqi y Piaggese 2004). También afirman que en condiciones extremas de temperatura, la asimilación de los micronutrientes disminuye fuertemente y además la actividad radicular es fuertemente inhibida.

f. Microorganismos

La actividad de mineralización de flora microbiana y fúngica del suelo es providencial para la circulación de las sustancias nutritivas en la naturaleza. A través de ella, las sustancias orgánicas no se acumulan en el ambiente como sustancias inútiles, sino que son mineralizadas para un nuevo proceso de transformación en materia orgánica por parte de los vegetales (Seqi & Piaggese 2004). Asimismo, mencionan que los microorganismos reaccionan de esta manera en la transformación de la sustancia orgánica determinando indirectamente un aumento de la capacidad quelante del suelo y por lo tanto una mayor disponibilidad de los micronutrientes.

3.2.3. Metabolismo de los iones en las plantas

Las plantas poseen la capacidad de tomar sustancias del medio y utilizarlas para la síntesis de sus componentes o como una fuente de energía (Mengel y Kirkby 1982). Con excepción del

carbono, los vegetales pueden absorber del suelo todos los elementos químicos necesarios para la vida (Rojas 1993). 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 (Raij 1998).

Los nutrimentos absorbidos desempeñan tres papeles distintos en la fisiología de las plantas; electroquímico, para el balance y la neutralización de cargas; estructural, siendo componentes químicos de las moléculas biológicas; y catalítico, activando enzimas (Malaver 1993). La capacidad de extracción de elementos nutritivos del suelo por las plantas, varía según la especie y la edad de ellas, lo mismo que con las condiciones y hábito de crecimiento (Barceló *et al.* 1985). La extracción por el sistema radicular, numerosos procesos afectan a la movilidad y retención de los elementos en el suelo, y entre los principales; la meteorización, la solubilización, la precipitación, la inmovilización por los organismos del suelo y el lavado (Raij 1998). 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.

Malaver (1993) señala que se presenta relación directa entre el crecimiento de una planta y la absorción de nutrimentos. Al crecer la planta desarrolla área folia, aumenta la cantidad de tejidos, sintetiza proteínas y enzimas y, a la vez, crea mayor número de sitios de transporte y estimula la absorción de nutrientes.

3.2.4. El Nitrógeno (N) en el crecimiento de las plantas

a. Fijación biológica del nitrógeno

Werner (1980) la atmósfera supone una vasta reserva de N_2 molecular. Sin embargo, éste no está inmediatamente disponible para el uso de las plantas superiores. Antes de poder ser asimilado, debe primero convertirse en una forma fijada ya sea por oxidación a N nítrico ó por reducción a N amoniacal. Como el N_2 molecular es completamente inerte, ésta conversión no se efectúa fácilmente y requiere una cantidad considerable de energía. Sólo los procariontes son capaces de reducir NH_3 directamente usando N atmosférico como fuente de N. De las 47

familias conocidas de bacterias, 11 son capaces de reducir N_2 a NH_3 y de las 8 familias de cianobacterias, 6 pueden efectuar esta reacción. Los microorganismos capaces de fijar N_2 pueden dividirse en aquellos que viven libremente y aquellos que viven en simbiosis con las plantas superiores. Desde este punto de vista agrícola la asociación simbiótica *Rhizobium*-leguminosa es de particular importancia. Dentro del primer grupo, las más importantes pertenecen a los géneros de *Azotobacter*, *Beijerinckia*, *Spirillum* y *Enterobacter*; importantes fijadores de N_2 de las cianobacterias pertenecen a los géneros *Noctoc* y *Anabaena*.

Chatt (1976) estos microorganismos juegan un papel único en el ciclo total del N de la naturaleza ya que son responsables de la conversión del N_2 molecular a una forma orgánica, haciendo que el N atmosférico esté disponible para otros organismos. Este proceso se llama fijación biológica del N_2 . La cantidad de N_2 reducida de esta forma es inmensa a escala mundial. Las cantidades totales fijadas a nivel mundial son cerca de 17.2×10^7 t año⁻¹. Este dato puede ser aproximadamente cuatro veces la cantidad fijada por la industria química, y demuestra la significancia de la fijación biológica de N_2 contribuyendo sustancialmente al suministro de N a los cultivos. La cantidad de N_2 fijado puede variar considerablemente de un lugar a otro, dependiendo de muchos factores edáficos como el pH del suelo, P disponible, potasio, la presencia de metales pesados y el régimen de humedad del suelo.

b. Transformaciones del Nitrógeno

- **Amonificación**

Mengel & Kirkby (1987) la fijación de N es sólo uno de los principales procesos biológicos que influyen en el ciclo del N y en la disponibilidad de este elemento en el suelo. Además, la proteólisis, amonificación, nitrificación y desnitrificación son los procesos adicionales controlados por la actividad microbiana. La materia orgánica del suelo contiene N en forma amino (proteínas) y en forma de compuestos heterocíclicos de N (bases nitrogenadas de los ácidos nucleicos). La liberación de N-amino de la materia orgánica se llama proteólisis y la reducción de N-amino a NH_3 se llama amonificación. Este proceso se representa sistemáticamente como sigue:

N edáfico orgánico \longrightarrow RNH₂ + CO₂ + productos adicionales + energía

RNH₂ + H₂O \longrightarrow NH₃ + ROH + energía

En ambos procesos se libera energía utilizada por los microorganismos heterótrofos que efectúan las reacciones y requieren C orgánico como fuente energética. Según Barber (1971) la microflora del suelo es capaz de efectuar estas reacciones. La mineralización del N orgánico del suelo no suele estar limitada por falta de microorganismos, pero puede retrasarse por factores que afectan a la actividad de éstos, como bajas temperaturas y deficiencias o excesos de agua. El NH₄⁺ resultante de la amonificación puede fácilmente oxidarse a NO₂⁻ y NO₃⁻ si hay O₂ disponible y con la contribución otros factores ambientales. El término mineralización se usa normalmente para describir la transformación de N orgánico en N inorgánico, ya sea este en forma de NH₄⁺ o NO₃⁻ (Black 1975, Pilbeam *et al.* 1993). El término amonificación se usa generalmente para describir específicamente el pasaje de N orgánico a NH₄⁺ (Ladd & Jackson 1982).

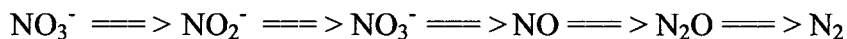
- **Nitrificación**

Según Walker (1976) la oxidación biológica del amonio a nitrato se conoce como nitrificación. Es un proceso en dos etapas, primero se oxida el amoniaco a NO₂⁻ que a su vez es posteriormente oxidado a NO₃⁻. El proceso es mediado por bacterias autotróficas, en otras palabras, por bacterias que obtienen energía de la oxidación de sales inorgánicas y usan CO₂ como fuente de C. Están implicados dos grupos de bacterias muy especializadas, uno en la oxidación NH₄⁺ a NO₂⁻, y el otro en la oxidación del NO₂⁻ al NO₃⁻. Se conocen varios géneros y especies autotróficas de oxidantes de NO₂⁻ y del amonio. Los géneros oxidantes del amonio incluyen *Nitrosomonas*, *Nitrosolobus*, y *Nitrospira*. Tanto los oxidantes del amonio como los oxidantes del nitrito son obligadamente aeróbicos. En suelos inundados la oxidación del NH₄⁺ se ve restringida; además, las bacterias nitrificantes prefieren un pH de suelo neutro o levemente ácido. En suelos de pH bajos e inundados, la nitrificación está restringida o incluso completamente inhibida. En estas condiciones el suelo puede acumular N-NH₄⁺. La nitrificación también disminuye en suelos muy secos. La temperatura tiene un efecto marcado en la amonificación y

nitrificación. La nitrificación alcanza su óptimo a 26°C mientras que el óptimo para la amonificación es tal alto como 50°C (Beck 1983).

- **Desnitrificación**

Muchas especies de bacterias encontradas en los suelos son capaces de reducir nitratos y nitritos a gases nitrogenados (NO, N₂O, N₂) que luego son liberados a la atmosfera. Esta reducción disimilatoria es conocida como desnitrificación y queda representada por las siguientes secuencias de reducción:



Focht (1978) las bacterias desnitrificantes que efectúan estas reacciones son esencialmente aeróbicas obligadas excepto por su capacidad para usar NO₃⁻ en ausencia de oxígeno. El nitrato actúa en lugar del O₂ como un aceptor terminal de los electrones producidos durante la respiración anaeróbica.

Según Allison (1966) la cantidad de nitrógeno que puede perderse del sistema suelo por desnitrificación puede variar enormemente. Estas pérdidas de N gaseoso pueden oscilar desde el 5% al 50% del total del N aplicado. Incluso en suelos aireados pueden darse algunas pérdidas de N por desnitrificación ya que a menudo el O₂ no está uniformemente distribuido a lo largo de todo el suelo y algunas partes del perfil pueden ser anaeróbicas (Woldendorp 1968). La desnitrificación es promovida por la elevada humedad, el pH neutro y las altas temperaturas, bajo nivel de difusión de O₂ así como la presencia de materia orgánica soluble y nitrato.

Según Werner (1980) la desnitrificación juega un papel principal en el ciclo del nitrógeno a escala global. Generalmente el escape de N gaseoso del suelo hacia la atmosfera se considera como una pérdida del nutriente y, por lo tanto, es indeseable. Por otro lado, cantidades considerables de NO₃⁻ se desnitrifican probablemente cuando drenan a las partes más profundas del perfil del suelo, de modo tal que disminuye la transferencia de este nutriente al agua freática (Kolenbrander 1972). La desnitrificación puede tener así un efecto beneficioso para evitar la contaminación de las aguas con NO₃⁻.

3.2.4.1. Asimilación del nitrógeno en plantas

Según Pereyra (2001) las plantas superiores son organismos autotróficos que pueden sintetizar sus componentes moleculares orgánicos a partir de nutrientes inorgánicos obtenidos del medio ambiente. Para muchos nutrientes minerales, este proceso involucra la absorción por las raíces desde el suelo y la incorporación en compuestos orgánicos que son esenciales para el crecimiento y desarrollo. Esta incorporación de nutrientes minerales en sustancias orgánicas tales como pigmentos, enzimas, cofactores, lípidos, ácidos nucleicos o aminoácidos se denomina asimilación de nutrientes.

Mengel y Kirkby (1982) el nitrógeno es uno de los elementos más ampliamente distribuidos en la naturaleza. El suelo sólo contiene una fracción minúscula de N de la litosfera, y de este N sólo una proporción muy pequeña está disponible directamente para las plantas. El nitrógeno es un elemento esencial para los seres vivos, pues forma parte de aminoácidos, aminoenzimas, ácidos nucleicos, clorofila y alcaloides, representa del 1,5% al 6% del peso de muchas plantas cultivadas (Corchuelo 1990; Benton *et al.* 1991). La disponibilidad de nitrógeno se da principalmente en forma de iones nitrato (NO_3^-) y amonio (NH_4^+), estos últimos deben ser reducidos para ser incorporados en compuestos orgánicos (Malaver 1993; Maldonado 1993).

Pereyra (2001) la asimilación del nitrógeno requiere una serie compleja de reacciones bioquímicas con un alto costo energético. En la asimilación del nitrato (NO_3^-), el nitrógeno del NO_3^- es convertido en una forma de energía superior, nitrito, (NO_2^-), luego en una mayor forma de energía, amonio, (NH_4^+) y finalmente en nitrógeno amídico en la glutamina. Este proceso consume 12 equivalentes de ATPs por molécula de nitrógeno. Por otra parte menciona que, las leguminosas que presentan una forma simbiótica con bacterias que transforman el nitrógeno atmosférico (N_2) en amonio; proceso denominado, fijación biológica del nitrógeno junto con la subsecuente asimilación del amonio en los aminoácidos, consume 16 ATPs por nitrógeno.

Por otro lado sostiene que la mayoría de los compuestos presentes en las células vegetales contienen nitrógeno, tales como: aminoácidos, nucleósidos fosfatos, componentes de fosfolípidos, clorofila. Solamente el oxígeno, carbono, y el hidrógeno son elementos más

abundantes en las plantas que el nitrógeno. La mayoría de los ecosistemas naturales y agrícolas, al ser fertilizados con nitrógeno inorgánico, muestran importantes incrementos en la productividad, poniendo en evidencia la importancia de este elemento.

3.2.4.2. Absorción de Nitrógeno por las Plantas.

Perdomo, Barbazán y Duran (1994) sostienen que las plantas pueden absorber N como nitrato (NO_3^-) o amonio (NH_4^+). Como en la mayoría de los suelos las condiciones permiten la acción de las bacterias nitrificantes, normalmente la mayoría de los cultivos absorben la mayor parte de su N como NO_3^- ; sin embargo, en situaciones específicas, como por ejemplo en condiciones anaeróbicas o inmediatamente a la aplicación de fertilizantes amoniacales, las plantas pueden absorber relativamente más NH_4^+ que NO_3^- . También mencionan que la absorción de N como NH_4^+ también puede ocurrir en la etapa temprana del crecimiento ya que ésta se produce cuando las temperaturas son aún bajas para que se produzca una rápida nitrificación. Al avanzar el estado de crecimiento la planta absorbe paulatinamente más NO_3^- . En algunos casos las plantas también absorben N bajo forma de urea.

Por otro lado mencionan que en presencia de ambas formas de N, la preferencia de las plantas por una u otra forma varía según la especie. Algunas plantas, como por ejemplo los cereales, absorben N independientemente de la forma en que éste se encuentre, mientras que otras parecen haberse adaptado a una forma determinada de N. Las solanáceas (por ejemplo, tomate, tabaco) se ven favorecidas por una relación $\text{NO}_3^-/\text{NH}_4^+$ más alta. El arroz es un ejemplo de un cultivo adaptado a la absorción de N como NH_4^+ , existiendo algunos cultivares que parecen no tolerar la presencia de NO_3^- (Tisdale *et al.* 1995). Otras especies adaptadas a la nutrición con NH_4^+ son aquellas que crecen en suelos ácidos de regiones tropicales y subtropicales, donde el proceso de nitrificación se ve reducido. Incluso se ha detectado que las raíces de estas especies excretan inhibidores de la nitrificación.

a. Absorción y Asimilación del Nitrato (NO_3^-)

El proceso de absorción de NO_3^- es activo, con gasto de energía, requiriendo la presencia de enzimas especiales, como lo son las NO_3^- permeasas. Éstas catalizan el pasaje de los iones NO_3^- a través de las membranas celulares, sobre todo a nivel de los pelos radiculares. Para este

proceso, por lo tanto, la planta necesita haber sintetizado compuestos energéticos. La temperatura del suelo también afecta la absorción de NO_3^- , siendo ésta menor a temperaturas bajas. En suelos que tienen un pH bajo a medio este proceso es máximo, inhibiéndose cuando la concentración de NH_4^+ es alta. La absorción también está afectada por el Mo_2 , ya que se forma una molibdo proteína en la superficie de las células de la raíz, para el transporte de NO_3^- (Viet & Hodges 1971, citados por Stevenson 1982).

Perdomo, Barbazán y Duran (1994) mencionan que cuando la planta absorbe grandes cantidades de NO_3^- , también aumenta la síntesis de ácidos orgánicos, lo cual se asocia con una acumulación de cationes inorgánicos (Ca, Mg y K). El medio circundante a los pelos radiculares se vuelve alcalino y las raíces liberan HCO_3^- para mantener tanto la solución del suelo como el interior de la planta eléctricamente neutra.

Mengel y Kirkby (1987) sostienen que una vez que el NO_3^- ha sido absorbido por la planta, puede ser almacenado como tal por los tejidos radiculares, o reducido y sintetizado en aminoácidos, o depositado en el xilema para ser translocado a las partes superiores de las plantas. En los tallos y pecíolos puede existir tanto aminoácidos como NO_3^- ; éste puede ser almacenado temporariamente o moverse hacia las hojas para ser almacenado allí o reducirse. Finalmente, los aminoácidos provenientes de cualquiera de estos lugares de almacenamiento pueden ser depositados en el floema para luego ser translocados a partes reproductivas o de activo crecimiento. Incluso parte de estos aminoácidos puede volver a las raíces.

A menudo los nitratos son la fuente principal de N disponible para las plantas. Antes de que puedan metabolizarse deben llevarse a dos formas reducidas. Este importante proceso, la reducción de nitratos, se lleva a cabo en dos pasos. El primero la reducción del NO_3^- a NO_2^- y el posterior la reducción del NO_2^- a NH_3 . Las dos enzimas implicadas en el proceso son la nitrato-reductasa y la nitrito-reductasa. La nitrito-reductasa cataliza el primer paso de NO_3^- a NO_2^- , que se da en el citoplasma; la reducción posterior de NO_2^- a NH_3 ocurre en los cloroplastos y es efectuada por la enzima nitrito-reductasa. Ambas reductasas funcionan en serie, de modo que no se da una acumulación apreciable de nitritos (Hewitt 1979; Beevers 1976).

b. Absorción y Asimilación del Amonio (NH_4^+)

Según Mengel y Kirkby (1987) tanto la asimilación del NO_3^- como la fijación del N_2 molecular producen amonio. En contraste con el NO_3^- , que es el más bien móvil en el suelo y raramente aparece adsorbido a las partículas del suelo, el NH_4^+ se adsorbe a los minerales arcillosos negativamente cargados por sus propiedades catiónicas. Como consecuencia de los procesos de adsorción y fijación, la movilidad del NH_4^+ en estos suelos es esencialmente menor que la del NO_3^- (DamKofoed & Kjellerup 1970).

Según Perdomo, Barbazán y Duran (1994) la absorción de NH_4^+ , contrariamente a la de NO_3^- , se cumple a través de un proceso activo y otro pasivo. En experimentos donde se han utilizado inhibidores metabólicos en plantas de tomate, se ha demostrado que cuando se inhibe la liberación de energía respiratoria la absorción de NH_4^+ se reduce a la mitad, pero ésta no se inhibe completamente, como es el caso de la absorción de NO_3^- . Asimismo, mencionan que los factores del ambiente que afectan la absorción de NH_4^+ son similares a los que afectan la absorción de NO_3^- . Sin embargo, la tasa de absorción de NH_4^+ es máxima a valores de pH cercanos a 8. Las bajas temperaturas disminuyen el proceso, pero en forma menos marcada que en el caso de la absorción de NO_3^- . La absorción de NH_4^+ produce un incremento de la absorción de aniones inorgánicos (H_2PO_4^- , SO_4^{2-} y Cl^-), y el pH de la rizósfera puede decrecer debido a la liberación de H^+ por la raíz para mantener la neutralidad eléctrica.

Según Martín (1970) casi todo el N-NH_4^+ absorbido es asimilado en el tejido radicular y redistribuido como aminoácidos. A pesar de que el NH_4^+ puede ser absorbido por un proceso pasivo, la tasa de absorción de NH_4^+ depende más que la del NO_3^- del suministro de energía. Esto se debe a que una vez que es absorbido, el NH_4^+ debe ser incorporado inmediatamente a los esqueletos carbonados. Si no existen carbohidratos disponibles para este proceso, el NH_4^+ puede acumularse a niveles tóxicos dentro de la raíz. Esto produce detención del crecimiento y reducción de la absorción de K, con síntomas de deficiencia de este nutriente en la planta. Generalmente las plantas no transportan NH_4^+ por el xilema, sino que el NH_4^+ absorbido es transformado o asimilado en las raíces y luego transportado en forma de compuestos orgánicos aminados. Sin embargo, existen reportes que indican que el NH_4^+ también puede ser asimilado en las hojas. El NO_3^- , en cambio, no es tóxico dentro de la planta y puede almacenarse en

grandes cantidades, siendo luego translocado como tal, sin necesidad de reducción previa (Perdomo, Barbazán y Duran 1994).

Asimismo, mencionan que una vez absorbido el NH_4^+ no requiere ser reducido, por lo que con relación al NO_3^- existiría un ahorro de energía por parte de la planta; sin embargo, en algunas situaciones este costo energético podría no ser importante. Cuando el NO_3^- es reducido en la hoja, la energía que se utiliza para el proceso de reducción proviene directamente de la energía solar, y no supone utilización de carbohidratos como fuente de energía. Debido a que la energía solar disponible excede la energía requerida para reducir los carbohidratos, no existe competencia por energía dentro de la planta para la producción de carbohidratos o la reducción de NO_3^- .

Solamente cuando el NO_3^- es reducido en la raíz, la energía utilizada por la planta para este proceso proviene del catabolismo de los carbohidratos. Por lo tanto, el costo energético de reducir NO_3^- a NH_4^+ es función de la proporción de NO_3^- que es reducido en la raíz en relación al NO_3^- que es reducido en las hojas (Hageman 1984).

3.2.4.3. Función del Nitrógeno en la Planta

Según Perdomo, Barbazán y Duran (1994) el N cumple funciones vitales dentro de los seres vivos, encontrándose dentro de las plantas tanto en formas orgánicas como inorgánicas. Estas últimas son en realidad de escasa magnitud, estando la mayoría como NO_3^- , única forma inorgánica capaz de ser almacenada. Por lo tanto, dentro de la planta la mayoría del N se encuentra en forma orgánica. Este nutriente juega un rol esencial en el crecimiento del vegetal, ya que es constituyente de moléculas como; clorofila, aminoácidos esenciales, proteínas, enzimas, nucleoproteínas, hormonas, trifosfato de adenosina (ATP). Además, el N es esencial en muchos procesos metabólicos, como por ejemplo, la utilización de los carbohidratos, estimula el desarrollo y la actividad radicular.

3.2.4.4. Translocación del nitrógeno en las Plantas.

Según Mengel y Kirkby (1987) el N absorbido por las raíces de las plantas es translocado por el xilema a las partes superiores de la planta. La forma en que se da la translocación depende del metabolismo radicular y de la fuente de N. Martín (1970) afirma que casi todo en N-NH_4

absorbido es asimilado en el tejido radicular y redistribuido como aminoácidos. El N-NO_3 puede translocarse inalterado a los brotes y hojas pero esto depende del potencial de reducción de nitratos en las raíces. En las raíces las actividades máximas se dan en los tejidos más jóvenes y disminuyen marcadamente en las zonas más viejas (Hewitt 1970).

La concentración de nutrientes varía no sólo entre las diferentes especies, sino también, en los distintos órganos de una misma planta. Esta variación está afectada por el tipo de planta, la edad fisiológica del tejido, la posición del tejido en la planta, la disponibilidad y concentración de minerales en el substrato, los factores climáticos y las condiciones del suelo. De particular importancia en el diagnóstico de plantas, es que los distintos órganos responden, de manera diferente, a las variaciones en la concentración de nutrientes y en la demanda de éstos durante la ontogénesis (Jones *et al.* 1991; Kupka 1992).

Según Shaller (1984) el nitrato puede incluso acumularse en las frutas de las plantas, si estas son tratadas con elevadas cantidades de nitratos, tal como se ha observado en uvas.

CAPÍTULO IV

HIPÓTESIS Y OBJETIVOS DE INVESTIGACIÓN

4.1. Hipótesis de investigación

El sacha inchi (*Plukenetia volubilis* L.) es un planta que requiere una alta cantidad de nitrógeno para poder alcanzar un buen rendimiento, siendo la fase de crecimiento rápido (emisión de guía) la de mayor absorción.

4.2. Objetivos de investigación

a. General

“Determinar el comportamiento del Nitrógeno por cultivo de sacha inchi (*Plukenetia volubilis* L.) bajo condiciones de Bello Horizonte – Tarapoto.

b. Específicos

- a. Determinar la curva de absorción del nitrógeno para el cultivo de sacha inchi (*Plukenetia volubilis* L.) bajo condiciones de Bello Horizonte.
- b. Determinar la absorción y extracción del nitrógeno por el cultivo de sacha inchi (*Plukenetia volubilis* L.).
- c. Determinar la respuesta del cultivo de sacha inchi a las dosis de fertilización.

4.3. Diseño de Contrastación de la Hipótesis

Tabla 1. Definición operacional de variables.

Variable a evaluar	Definición conceptual	Indicadores	Instrumento
Nitrógeno	Elemento nutricional de los que más se extrae en desarrollo del cultivo.	Rendimiento del cultivo	Análisis nutricional.
Plantas de sacha inchi	Cultivo que hoy en día viene adquiriendo importancia económica e industrial a nivel mundial.	Concentración de N en la raíz, tallo, hoja, flor, fruto y semilla.	Análisis nutricional.

4.3.1. Unidad de análisis, universo y muestra

- **Unidad de análisis:** 1 planta/etapa fenológica/tratamiento (t).
- **Universo:** parcelas instaladas con el cultivo de sachá inchi
- **Muestra:** 48 plantas de sachá inchi.

4.3.2. Tipo y descripción del diseño de contrastación

En la presente investigación se utilizó un Diseño de Bloques Completamente al Azar (DBCA), el cual estuvo constituido por cuatro repeticiones (cada repetición constituye un bloque) y tres tratamientos. Se empleó la prueba de Duncan con un nivel de significancia del 5 % para ver las diferencias entre los tratamientos.

4.4. Aspectos Éticos de la Investigación

Esta investigación involucró a plantas de sachá inchi (*Plukenetia volubilis* L.), cuyo material genético pertenece al ecotipo Misquiyacu. El material ha sido colectado en la localidad de Pucashpa, provincia de Lamas. El protocolo establecido para esta investigación fue tomado de Floria Bertsch (1993) y Hernán Sancho (1999).

CAPÍTULO V

MATERIALES Y MÉTODOS

5.1. Tipo de Investigación

La investigación es de tipo Experimental.

5.2. Ubicación del trabajo de investigación

El trabajo de investigación se desarrolló en el Centro Experimental Pucayacu del Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana (IIAP), geográficamente referenciado a una latitud sur de 06° 31'; longitud oeste de 76° 17' y Altitud de 320 msnm. Políticamente está ubicado en el Centro Poblado Bello Horizonte; Distrito, La Banda de Shilcayo; Provincia, San Martín; Región San Martín.

Tabla 2. Datos climáticos de la zona donde se desarrolló el trabajo de investigación.

Año	Mes	Temp. Max (C°)	Temp. Min (C°)	Precip. (mm)	Humedad (%)	Velocidad viento (km/h)
2012	Octubre	26.40	25.87	58.90	80.43	2.25
	Noviembre	27.17	26.61	54.89	78.20	3.31
	Diciembre	26.63	26.11	122.34	79.91	3.40
	Enero	32.5	21.43	108.30	78.34	3.40
	Febrero	31.2	21.75	64.61	81.72	2.79
2013	Marzo	32.65	21.87	65.30	85.78	3.67
	Abril	31.98	21.87	89.90	88.91	3.21
	mayo	33.02	22.03	78.80	80.45	0.00
	Junio	32.45	20.63	13.87	79.78	0.00
	Julio	24.18	23.60	35.79	80.67	1.40
	Agosto	25.80	25.15	31.45	77.00	1.92
	Septiembre	25.67	25.07	98.56	78.40	2.12

Fuente: Estación Meteorológica Bello Horizonte – IIAP –SM. 2012 - 2013.

La Tabla 2, muestra que a lo largo del año la temperatura varía entre 20.63°C y 33.02°C, la precipitación entre 31.45 mm y 122.34 mm, la humedad entre 77% y 88.91%, y velocidad del viento entre 0.00 km/h y 3.40 km/h.

5.3. Materiales

a. Material Experimental

- Plantas de sachá inchi
- Nitrato de Amonio

b. Material de campo

- Bolsas de Polietileno
- Tierra agrícola
- Humus de lombriz
- Carretillas
- Baldes
- Palanas
- Picos
- Moto Guadaña (para limpieza de terrenos)
- Cavadoras
- Machetes
- Winchas
- Estacas (para marcar, diseño de bloques)
- Rótulos de madera.
- Hilo de Pavilo.
- Rótulos de madera

c. Material de Laboratorio

- Agua
- Probetas
- Pipetas
- Matraz
- Balanza de precisión

d. Material de gabinete

- Computadora
- Libreta de apuntes
- Lápiz
- Hojas BOND A4
- Bolígrafos
- GPS
- Plumones
- Cámara digital

e. Insumos

- Fungicidas
- Insecticidas

5.4. Metodología

a. Tipo de metodología

➤ **Unidad de análisis, universo y muestra**

- **Unidad de análisis:** 1 planta/etapa fenológica/tratamiento (t).
- **Universo:** parcelas instaladas con el cultivo de sachá inchi.
- **Muestra:** 48 plantas de sachá inchi.

➤ **Técnicas e instrumentos de recolección de datos**

Se realizó un análisis de suelo 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.

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 nitrógeno, 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 nitrógeno 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 curva 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 extrajo 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.

b. Diseño experimental

El Diseño estadístico adoptado para la investigación fue un Diseño de Bloques Completamente al Azar (DBCA), el cual estuvo constituido por cuatro bloques (repeticiones) y tres tratamientos (T).

Tabla 3. Tratamientos en estudio.

TRATAMIENTOS	CLAVE	DESCRIPCIÓN
1 ⁺	T1	46 kg de Nitrato de Amonio ha ⁻¹ = 16 kg N ha ⁻¹ . *
2	T2	23 kg de Nitrato de Amonio ha ⁻¹ = 8 kg N ha ⁻¹ . *
3	T3	68 kg de Nitrato de Amonio ha ⁻¹ = 23 kg N ha ⁻¹ . *

⁺ Se designó a la dosis de 16 kg N 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:

Tabla 4. Distribución de los tratamientos en estudio.

BLOQUES	TRATAMIENTOS		
	I	T3	T1
II	T1	T3	T2
III	T1	T2	T3
IV	T3	T1	T2

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.

- ❖ **Análisis de Varianza:** Se utilizaron programas estadísticos (SAS, EXCEL) para el procesamiento de los datos respectivos (Tabla 5). Se empleó la prueba de Duncan con un nivel de significancia del 5% para ver las diferencias entre los tratamientos.

Tabla 5. Esquema de Análisis de Varianza (ANVA).

Fuentes de variación	Grados de libertad (gl)	Suma de cuadrados (SC)	Cuadrados medios (CM)	F _e
Tratamientos	$t - 1$	SC(Trat)	$\frac{SC(Trat)}{gl(Trat)}$	$\frac{CM(Trat)}{CM(Error)}$
Bloques	$b - 1$	SC(Bloques)	$\frac{SC(Bloques)}{gl(Error)}$	
Error	$(t - 1)(b - 1)$	SC(Error)	$\frac{SC(Error)}{gl(Error)}$	
Total	$tb - 1$	SC(Total)		

CAPÍTULO VI

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Los resultados de esta investigación están interpretados tomando en consideración los objetivos del proyecto y el cuerpo de conocimiento relacionados. Además de a hecho un análisis crítico y objetivo, tratando de explicar por qué los resultados son de esa manera y no de otra. A continuación se presentan los datos representativos obtenidos en la investigación, los mismos que están representados en tablas y figuras. El nitrógeno es el elemento mineral absorbido por las plantas en mayor cantidad y el principal constituyente de las sustancias proteicas de las que está formado el protoplasma de cada célula viva. Además, se encuentra presente en las enzimas, ácidos nucleicos, algunas vitaminas y otras sustancias como la clorofila (Alpi *et al.* 1991).

6.1. Características físico-químicas del suelo

Tabla 6. Análisis de suelo del área utilizada para la investigación.

Lab.	pH (1:1)	C.E (1:1) dS/m	CaCO ₃ %	M.O. %	P ppm	K ppm	Análisis Mecánico			Clase Textural
							A %	L %	Ar %	
11700	4.71	0.09	0.00	0.97	6.6	45	67	16	17	Fr.A.
Lab.	Cationes Cambiables						Suma de Cationes	Suma de Bases	% Sat. De Bases	
	CIC	Ca ⁺²	Mg ⁺²	K ⁺	Na ⁺	Al ⁺³ + H ⁺				
11700	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 presentan 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 fosforo 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 (Tabla 6).

6.2. Curva de crecimiento en función del área foliar del cultivo

Según el análisis de varianza los tratamientos en estudio tienen efectos estadísticamente significativos en el área foliar del cultivo tanto a los 75, 112, 150 y 225 días después de la siembra (DDS) (Tabla 7).

Tabla 7. Análisis de varianza para el efecto de los tratamientos en estudio en el área foliar del cultivo de sachá inchi. Datos registrados a los 75, 112, 150 y 225 días después de la siembra.

FV	GL	75 DDS				112 DDS			
		SC	CM	Fc	F tabular	SC	CM	Fc	F tabular
					0.05				0.05
Tratamientos	2	11086.75	5543.38	2.57 *	0.1564	284287.589	142143.794	1.40*	0.3176
Bloques	3	192050.57	64016.86	29.66	0.0005	4104768.020	1368256.007	13.45	0.0045
Error	6	12950.82	2158.47			610449.707	101741.618		
Total	11	216088.14				4999505.315			
		CV = 18.99 %				CV = 24.20 %			
FV	GL	150 DDS				225 DDS			
		SC	CM	Fc	F tabular	SC	CM	Fc	F tabular
					0.05				0.05
Tratamientos	2	33034490.82	16517245.41	8.32*	0.0186	145251778	72625889.2	7.06*	0.027
Bloques	3	69950372.29	23316790.76	11.74	0.0064	220812512	73604170.7	7.16	0.021
Error	6	11916481.4	1986080.2			61693848.1	10282308		
Total	11	114901344.5				427758139			
		CV = 22.63 %				CV = 21.06 %			

DDS: días después de la siembra.

*: Estadísticamente significativo.

Tabla 8. Prueba de Duncan al 5% de probabilidad para el efecto de los tratamientos en estudio en el área foliar del cultivo de sachá inchi. Datos registrados a los 75, 112, 150 y 225 días después de la siembra.

75 DDS			112 DDS		
Tratamientos	Promedio	Significación	Tratamientos	Promedio	Significación
T3	266.83	A	T3	1534.4	A
T1	265.50	A	T2	1225.4	A
T2	201.70	A	T1	1192.9	A
150 DDS			225 DDS		
Tratamientos	Promedio	Significación	Tratamientos	Promedio	Significación
T3	8538.0	A	T3	20014	A
T1	5425.3	B	T1	13830	B
T2	4718.6	B	T2	11844	B

DDS: días después de la siembra.

La prueba de significación Duncan al 5 % de probabilidades indica que a los 75 y 112 DDS, los tratamientos no difieren significativamente. La mayor de área foliar se obtuvo en el T3 con una media de 266.83 m² ha⁻¹ a los 75 DDS y una media de 1534.4 m² ha⁻¹ a los 112 DDS. Asimismo, a los 150 y 225 DDS la prueba de Duncan al 5 %, nos indica que el tratamiento T3 difiere significativamente con los T1 y T2, presentando una media de 8538.0 m² ha⁻¹ a los 150 DDS y una media de 20014 m² ha⁻¹ a los 225 DDS. Los tratamientos T1 y T2, no difieren significativamente (Tabla 8).

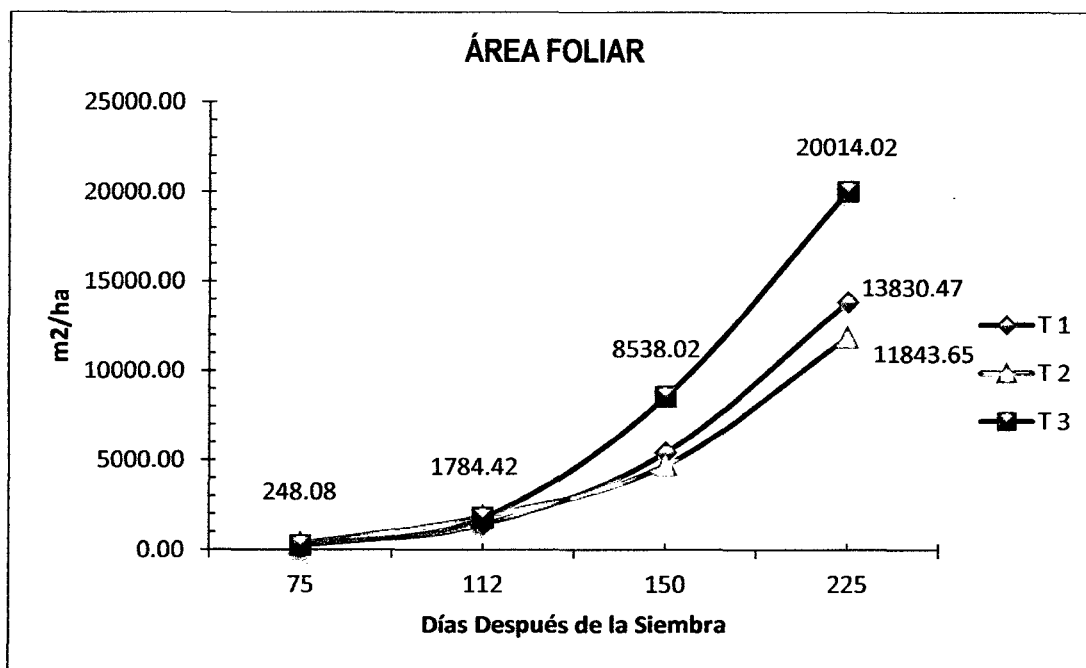


Figura 1. Curva de crecimiento en área foliar del sachu inchi (*Plukenetia volubilis* L.) cultivado bajo condiciones de Bello Horizonte – Tarapoto.

La Figura 1 muestra que es el tratamiento T3 cuya dosis de fertilización fue 23 kg N ha^{-1} , adquirió una mayor área foliar que es igual a $20\,014.02 \text{ m}^2 \text{ ha}^{-1}$ en un tiempo de 225 DDS.

Por su parte Kirkby & Mengel (1987) el N absorbido por las raíces es translocado por el xilema a las partes aéreas de la planta, el N-NO_3^- puede translocarse inalterado a los brotes y hojas pero esto depende del potencial de reducción de nitratos en las raíces. El mayor desarrollo de área foliar y por ende la mayor captación de radiación solar están atribuidas a altitudes más bajas ($< 900 \text{ msnm}$) podría ser la zona óptima para el crecimiento y el rendimiento de sachu inchi, mientras que las semillas de las plantas obtenidas de las plantas que crecen a mayor altitud ($> 900 \text{ m}$) y en la temporada de frío parecen tener mejor calidad (Cai *et al.* 2012). Las plantas poseen la capacidad de tomar sustancias del medio y utilizarlas para la síntesis de sus componentes o como una fuente de energía (Mengel & Kirkby 1982). Con excepción del carbono, los vegetales pueden absorber del suelo todos los elementos químicos necesarios para la vida (Rojas 1993). Los nutrientes absorbidos desempeñan tres papeles distintos en la fisiología de las plantas: electroquímico, para el balance y la

Kirkby & Mengel (1987) mencionan que la fertilización nitrogenada tiene una relación directa con la producción de área foliar y materia seca en un cultivo, y por lo tanto esto dependen del suministro o disponibilidad de N en el suelo. También sostienen que el contenido de NO_3^- en los tejidos vegetales depende de la edad de la planta, siendo más alto en plantas jóvenes.

Tabla 10. Prueba de Duncan al 5% de probabilidad para el efecto de los tratamientos en estudio en la materia seca del cultivo de sachá inchi. Datos registrados a los 150 y 225 días después de la siembra.

150 DDS			225 DDS		
Tratamientos	Promedio	Significación	Tratamientos	Promedio	Significación
T3	2185.7	A	T3	4639.1	A
T2	1602.7	AB	T1	3278.6	B
T1	1462.5	B	T2	3129.5	B

DDS: días después de la siembra.

Según la prueba de Duncan al 5% a los 150 DDS los tratamientos T3 y T2 no presentan diferencias estadísticas significativas, el tratamiento T3 y T1 difieren significativamente, entre los tratamientos T2 y T1 no existen diferencias significativas. La mayor producción de materia seca se presenta en el tratamiento T3 con una media de 2185.7 kg ha⁻¹. Duncan al 5 % a los 225 DDS, muestra que el tratamiento T3 difiere significativamente con los tratamientos T1 y T2 y que es el tratamiento T3 en el cual se ha obtenido la mayor producción de materia seca con una media de 4639.1 m² ha⁻¹. Los tratamientos T1 y T2, no difieren significativamente (Tabla 10).

Como se sabe la principal función del nitrógeno es estimular el crecimiento de la planta, especialmente en la etapa inicial de crecimiento vegetativo, generando un alto índice de área foliar y prolongando el período útil de las hojas a través del tiempo. Los mayores contenidos de nitrógeno en las plantas se encuentran en los tejidos jóvenes (Perdomo, Barbazán y Duran 1994). En estos, el porcentaje suele oscilar entre 5.5 y 6.5 % en peso seco. A medida que la planta avanza en edad, la proporción de celulosa aumenta, el porcentaje de nitrógeno

disminuye y se eleva la relación C/N. Aproximadamente, se considera que el N constituye el 2% en peso seco de las plantas (Kaiser & Huber 1994).

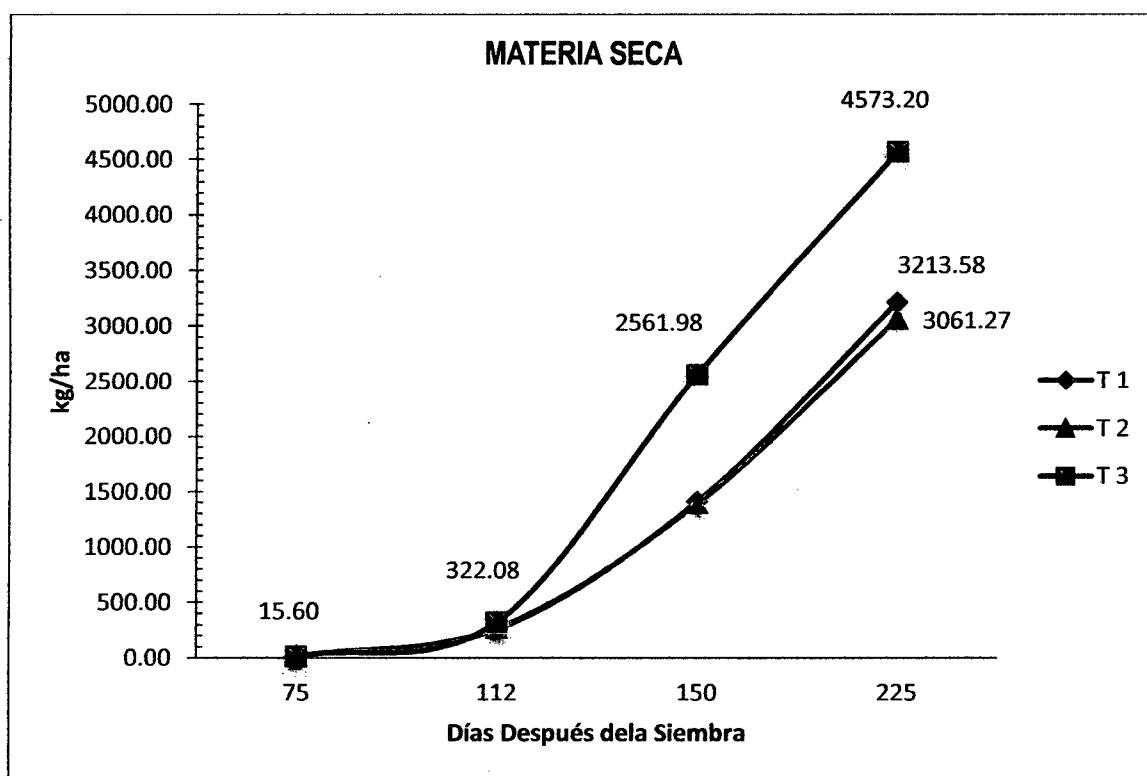


Figura 2. Curva de crecimiento en materia seca del sachá inchi (*Plukenetia volubilis* L.) cultivado bajo condiciones de Bello Horizonte – Tarapoto.

En la Figura 2 se presenta la curva de producción de materia seca del sachá inchi, siendo el tratamiento T3 el que ha adquirido mayor cantidad de peso seco equivalente a 4573.20 kg ha⁻¹ durante 225 días después de la siembra. Según Pereyra (2001), el hecho de que los aminoácidos estén constituidos por esqueletos carbonados y nitrógeno pone en evidencia la relación entre la fotosíntesis y el metabolismo del nitrógeno, por ende la producción de materia seca.

El nitrógeno es un elemento esencial para los seres vivos, pues forma parte de aminoácidos, aminoenzimas, ácidos nucleicos, clorofila y alcaloides, representa del 1,5% al 65 del peso seco de muchas plantas cultivadas (Corchuelo 1990, Benton *et al.* 1991).

6.3. Curva de crecimiento del cultivo

Según Bertsch (1993) la absorción de nutrimentos es un fenómeno que ocurre día a día y cada proceso metabólico de la planta requiere nutrimentos cualitativa y cuantitativamente diferentes. La definición clara de la duración y los cambios en peso de cada una de las etapas fenológicas, y su relación con los cambios en las concentraciones de elementos en los diferentes tejidos de la planta, permitirá familiarizarse con los requisitos nutricionales del cultivo.

En campo se observó que las etapas fenológicas del cultivo surgieron de la siguiente manera: 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. En la Figura 3 se observa el crecimiento fenológico del cultivo identificado en campo relacionado con la absorción de Nitrógeno kg ha^{-1} .

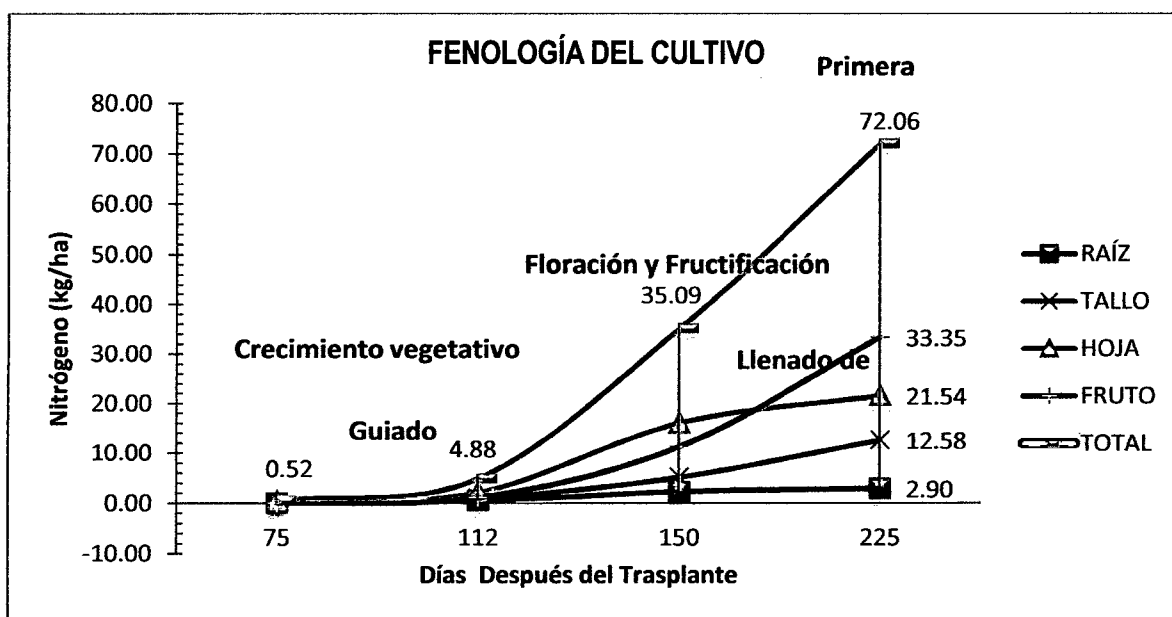


Figura 3. Curva de crecimiento para el sacha inchi (*Plukenetia volubilis* L.) cultivado bajo condiciones de Bello Horizonte – Tarapoto.

A los 225 DDS la concentración total de nitrógeno es $72.06 \text{ kg N ha}^{-1}$. El fruto es el órgano de la planta donde hay una mayor concentración de N igual a $33.35 \text{ kg N ha}^{-1}$, en la hoja es $21.54 \text{ kg N ha}^{-1}$, en el tallo es $12.58 \text{ kg N ha}^{-1}$ y en la raíz $2.90 \text{ kg N ha}^{-1}$ esto es porque conforme la planta alcanza su madurez, el nitrógeno se desplaza hacia los órganos aéreos (Figura 3).

Con las curvas de absorción de nutrientes es posible detectar en cual tejido se acumula preferentemente un nutriente y con esta información se puede determinar si este nutriente saldrá del sistema con el producto cosechado o tendrá posibilidades de reciclarse en el sistema (Bertsch 2003). La concentración de nutrientes varía no solo entre las diferentes especies, sino también, en los distintos órganos de una misma planta. Esta variación está afectada por el tipo de tejido de planta, la edad fisiológica del tejido, la posición del tejido en la planta, la disponibilidad y concentración de minerales en el sustrato, los factores climáticos y las condiciones del suelo. De particular importancia en el diagnóstico de plantas, es que los distintos órganos responden, de manera diferente a las variaciones en la concentración de nutrientes y en la demanda de éstos durante la ontogénesis (Jones *et al.* 1991; Kupka 1992).

Perdomo, Barbazán y Duran (1994) la principal función del nitrógeno es estimular el crecimiento de la planta, especialmente en la etapa inicial de crecimiento vegetativo, generando un alto índice de área foliar y prolongando el período útil de las hojas a través del tiempo. El N además, incrementa el número de ejes durante de floración, el número de flores, número y peso de frutos, aumentando por lo tanto el rendimiento.

Malaver (1993) señala que se presenta relación directa entre el crecimiento de una planta y la absorción de nutrimentos. Al crecer la planta desarrolla área foliar, aumenta la cantidad de tejidos, sintetiza proteínas y enzimas y, a la vez, crea mayor número de sitios de transporte y estimula la absorción de nutrientes.

6.4. Absorción de nitrógeno por el cultivo de sachá inchi (*Plukenetia volubilis* L.)

Con el avance en química analítica, se ha facilitado la determinación de los componentes de los tejidos vegetales. Benton *et al.* (1991) señalan que el análisis de los elementos en los distintos órganos de una planta ayuda a: determinar el suplemento de nutrimentos que requiere el suelo, evaluar el efecto de los tratamientos sobre la fertilización, establecer las relaciones entre el estado nutricional de las plantas y el comportamiento del cultivo y predecir necesidades de nutricionales. Además, sirve para establecer aspectos desconocidos y determinar hacia donde orientar la investigación sobre nutrición vegetal. Esta información, pese a ser tan básica, no existe para muchos cultivos. Lo importante de esta curva es que se pueden establecer las principales etapas fenológicas del cultivo y la partición de cada tejido en ellas. Bertsch (2003) sostiene que este tipo de estudio es por supuesto el más completo y permite afinar apreciablemente los programas de fertilización. Por otro lado menciona que estas curvas permiten conocer la dinámica de absorción de los nutrientes durante el ciclo del cultivo. Esta información es valiosa en cultivos extensivos, ya sea con riego o de secano, particularmente para el manejo del nitrógeno (N). Este elemento es muy dinámico en el suelo y por esta razón es necesario fraccionar las aplicaciones al cultivo para evitar pérdidas. La curva de absorción de N, permite conocer exactamente las épocas de mayor requerimiento y con esta información se puede determinar cuándo y cuánto fraccionar. A continuación se presentan las concentraciones de N en la raíz, tallo, hoja y fruto del cultivo de sachá inchi.

Tabla 11. Concentración promedio de N en % en la raíz, tallo, hoja y fruto del cultivo de sachá inchi.

DDS	N %											
	RAÍZ			TALLO			HOJA			FRUTO		
	T1	T2	T3	T1	T2	T3	T1	T2	T3	T1	T2	T3
75	2.19	1.99	2.11	1.75	1.58	1.50	4.35	4.07	4.46	-	-	-
112	1.61	1.66	1.95	0.89	0.95	0.94	2.84	2.93	3.05	1.59	1.49	1.64
150	1.67	1.48	1.60	0.93	0.86	0.92	2.60	2.87	2.86	2.35	2.18	2.29
225	1.26	1.32	1.31	0.96	0.74	0.84	2.76	3.20	3.23	2.70	2.77	2.67

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

DDS: días después de la siembra.

En la Tabla 11, muestra el contenido de nitrógeno en la raíz, tallo, hoja y fruto del cultivo de sachá inchi. En la raíz, la concentración de N disminuye conforme avanza la edad de la planta; pues se verifica que en los tres tratamientos a los 75 DDS se obtuvo una mayor concentración de N (T1: 2.19 %, T2: 1.99% y T3: 2.11 %) disminuyendo progresivamente con la edad, teniendo a los 225 DDS un concentración en el T1: 1.26%, T2: 1.32% y T3: 1.31%. En el tallo al igual que la raíz, la concentración de N disminuye conforme avanza la edad de la planta; pues se verifica que en los tres tratamientos a los 75 DDS se acumuló mayor N (T1: 1.75 %, T2: 1.58% y T3: 1.50 %) disminuyendo progresivamente con la edad, teniendo a los 225 DDS un concentración en el T1: 0.96%, T2: 0.74% y T3: 0.84%. En la hoja al igual que los órganos descritos anteriormente, la concentración de N disminuye conforme avanza la edad de la planta; pues se verifica que en los tres tratamientos a los 75 DDS se acumuló mayor N (T1: 4.35 %, T2: 4.07% y T3: 4.46 %) disminuyendo progresivamente con la edad, teniendo a los 225 DDS un concentración en el T1: 2.76%, T2: 3.20% y T3: 3.23%. Es en la parte foliar donde se encuentra la mayor concentración de N a los largo de todo el ciclo de la planta. En el fruto, la concentración de N aumenta conforme avanza la edad de la planta; pues se verifica que en los tres tratamientos a los 112 DDS se acumuló mayor N (T1: 1.59 %, T2: 1.49% y T3: 1.63 %) disminuyendo progresivamente con la edad, teniendo a los 225 DDS un concentración en el T1: 2.70%, T2: 2.77% y T3: 2.67%.

La concentración de nutrientes varía no solo entre las diferentes especies, sino también, en los distintos órganos de una misma planta. Esta variación está afectada por el tipo de tejido de planta, la edad fisiológica del tejido, la posición del tejido en la planta, la disponibilidad y concentración de minerales en el substrato, los factores climáticos y las condiciones del suelo (Jones *et al.* 1991; Kupka 1992).

Los mayores contenidos de nitrógeno en las plantas se encuentran en los tejidos jóvenes (Perdomo, Barbazán y Duran 1994).

6.4.1. Absorción de nitrógeno en la raíz

Según el análisis de varianza registrado en la Tabla 11, muestra que a los 75 DDS los tratamientos en estudio no presentan diferencias estadísticas significativas en la concentración de nitrógeno en la raíz, en cambio a los 112,150 y 225 DDS nos indica que los tratamientos difieren significativamente en la concentración de nitrógeno en la raíz del cultivo.

Tabla 12. Análisis de varianza para el efecto de los tratamientos en estudio en la concentración de N en la raíz del cultivo de sachá inchi. Datos registrados a los 75, 112, 150 y 225 días después de la siembra.

FV	GL	75 DDS				112 DDS			
		SC	CM	Fc	F tabular	SC	CM	Fc	F tabular
					0.05				0.05
Tratamientos	2	0.00015	0.000075	0.57 ns	0.591	0.171	0.085	6.52*	0.0313
Bloques	3	0.000267	0.0000889	0.68	0.595	0.463	0.154	11.80	0.0063
Error	6	0.00078	0.000131			0.078	0.0131		
Total	11	0.0012				0.711			
		CV = 22.85 %				CV = 21.81 %			
FV	GL	150 DDS				225 DDS			
		SC	CM	Fc	F tabular	SC	CM	Fc	F tabular
					0.05				0.05
Tratamientos	2	0.058	0.029	1.11*	0.39	0.8487	0.424	1.45*	0.306
Bloques	3	0.176	0.059	2.24	0.18	3.0227	1.00756	3.45	0.092
Error	6	0.157	0.026			1.752	0.292		
Total	11	0.391				5.623			
		CV = 21.71 %				CV = 23.69 %			

DDS: días después de la siembra.

*: Estadísticamente significativo.

ns: No significativo.

Tabla 13. Prueba de Duncan al 5% de probabilidad para el efecto de los tratamientos en estudio en la concentración de N en la raíz del cultivo de sachá inchi. Datos registrados a los 112, 150 y 225 días después de la siembra.

112 DDS			150 DDS		
Tratamientos	Promedio	Significación	Tratamientos	Promedio	Significación
T3	0.69	A	T3	0.82	A
T1	0.47	B	T1	0.76	A
T2	0.42	B	T2	0.65	A
225 DDS					
Tratamientos	Promedio	Significación			
T3	2.62	A			
T2	2.26	A			
T1	1.97	A			

DDS: días después de la siembra.

Según la prueba de Duncan al 5% de probabilidad a los 112 DDS, muestra que el tratamiento T3 difiere significativamente con los tratamientos T1 y T2, los tratamientos T1 y T2 no presentan diferencias significativas. La mayor concentración de Nitrógeno, se presenta en el tratamiento T3 con una media de 0.69 kg N ha⁻¹. Duncan al 5 % a los 150 y 225 DDS, muestra que los tratamientos en estudio no difieren significativamente. El tratamiento T3 es el que presenta una mayor concentración de Nitrógeno en ambos casos con medias 0.82 kg N ha⁻¹ y 2.62 kg N ha⁻¹ respectivamente (Tabla 12).

La rizósfera constituye uno de esos puntos sensibles a la respuesta del cultivo porque concentra una gran actividad metabólica con intercambio de nutrientes entre la atmósfera y el suelo, la cual es mediada por la acción e interacción de plantas y microorganismos del suelo (Thomson *et al.* 2010).

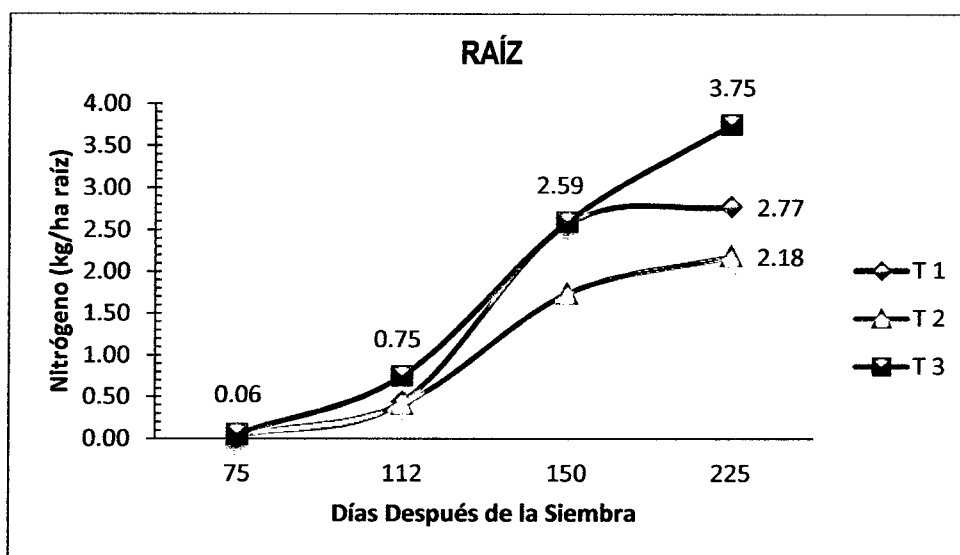


Figura 4. Absorción de N en la raíz para el sachu inchi (*Plukenetia volubilis* L.) cultivado bajo condiciones de Bello Horizonte – Tarapoto.

La Figura 4 muestra el contenido de nitrógeno en la raíz, el cual ha sido obtenido multiplicando el nitrógeno en % por la cantidad de materia seca (MS) en kg ha^{-1} producido en la raíz de la planta; siendo en el tratamiento T3 en el cual se ha dado una mayor concentración, en el cual a los 75 DDS se dio una acumulación de $0.06 \text{ kg N ha}^{-1}$ (N: 2.11%, MS: 2.67 kg ha^{-1}), a los 112 DDS una acumulación de $0.75 \text{ kg N ha}^{-1}$ (N: 1.95%, MS: 38.52 kg ha^{-1}), a los 150 DDS una acumulación de $2.59 \text{ kg N ha}^{-1}$ (N: 1.60%, MS: $162.29 \text{ kg ha}^{-1}$) y a los 225 DDS con una concentración igual a $3.75 \text{ kg N ha}^{-1}$ (N: 1.31%, MS: $287.48 \text{ kg ha}^{-1}$). A los 225 DDS en el tratamiento T1 hay una concentración de 2.77 kg ha^{-1} (N: 1.26%, MS: $220.81 \text{ kg ha}^{-1}$) y en el tratamiento T2 hay una concentración de 2.18 kg ha^{-1} (N: 1.32%, MS: $165.05 \text{ kg ha}^{-1}$).

Las plantas presentan nódulos que se forman en regiones radiculares, ocasionalmente en zonas caulinares y su formación está asociada a la disponibilidad de obtener nitrógeno del suelo. La raíz es el principal órgano para la absorción del N, ya sea en forma nítrica o amoniacal. Coraspe (2009) el NH_4^+ asimilado en la raíz es translocado a diferentes órganos de la planta por el xilema. El NO_3^- puede ser reducido en la raíz o transportado a la hoja por el xilema para ser asimilado en otros órganos. Cerca de 70% de los cationes y aniones absorbidos por las plantas son representados por NH_4^+ y NO_3^- , esto hace que las formas de N absorbidas por las

raíces sean muy importantes en términos del balance iónico y desarrollo de la planta (Jungk 1970, citado por Osaki *et al.* 1995). Según Martín (1970) casi todo el N -NH₄⁺ absorbido es asimilado en el tejido radicular y redistribuido como aminoácidos.

6.4.2. Absorción de nitrógeno en el tallo

Según el análisis de varianza registrado en la Tabla 13, muestra que a los 75 y 150 DDS los tratamientos en estudio no presentan diferencias estadísticas significativas en la concentración de nitrógeno en el tallo, en cambio a los 112 y 225 DDS nos indica que los tratamientos difieren significativamente en la concentración de nitrógeno en el tallo del cultivo.

Tabla 14. Análisis de varianza para el efecto de los tratamientos en estudio en la concentración de N en el tallo del cultivo de sachá inchi. Datos registrados a los 75, 112, 150 y 225 días después de la siembra.

FV	GL	75 DDS				112 DDS			
		SC	CM	Fc	F tabular	SC	CM	Fc	F tabular
					0.05				0.05
Tratamientos	2	0.00005	0.000025	0.09 ns	0.916	0.2126	0.1063	2.63 *	0.151
Bloques	3	0.0183	0.0061	21.73	0.0013	2.4283	0.8094	20.04	0.0016
Error	6	0.00168	0.00028			0.2423	0.04038		
Total	11	0.02002				2.8832			
		CV = 23.10 %				CV = 21.15%			
FV	GL	150 DDS				225 DDS			
		SC	CM	Fc	F tabular	SC	CM	Fc	F tabular
					0.05				0.05
Tratamientos	2	0.05007	0.02503	0.42 ns	0.6768	107.617	53.808	8.47*	0.0179
Bloques	3	1.4295	0.4765	7.93	0.0164	131.607	43.869	6.90	0.0226
Error	6	0.3603	0.06006			38.126	6.354		
Total	11	1.8399				277.35			
		CV = 24.16 %				CV = 21.37 %			

DDS: días después de la siembra.

*: Estadísticamente significativamente.

ns: No significativo.

Tabla 15. Prueba de Duncan al 5% de probabilidad para el efecto de los tratamientos en estudio en la concentración de N en el tallo del cultivo de sachá inchi. Datos registrados a los 112 y 225 días después de la siembra.

112 DDS			225 DDS		
Tratamientos	Promedio	Significación	Tratamientos	Promedio	Significación
T3	1.120	A	T3	16.03	A
T2	0.935	B	T1	9.81	B
T1	0.795	B	T2	9.55	B

DDS: días después de la siembra.

La prueba de Duncan al 5% de probabilidad a los 112 y 225 DDS, muestra que el tratamiento T3 difiere significativamente con los tratamientos T1 y T2, los tratamientos T1 y T2 no presentan diferencias significativas. En ambos casos la mayor concentración de Nitrógeno, se presenta en el tratamiento T3 con una media de 1.120 kg N ha⁻¹ a los 112 DDS y 16.03 kg N ha⁻¹ a los 225 DDS (Tabla 14).

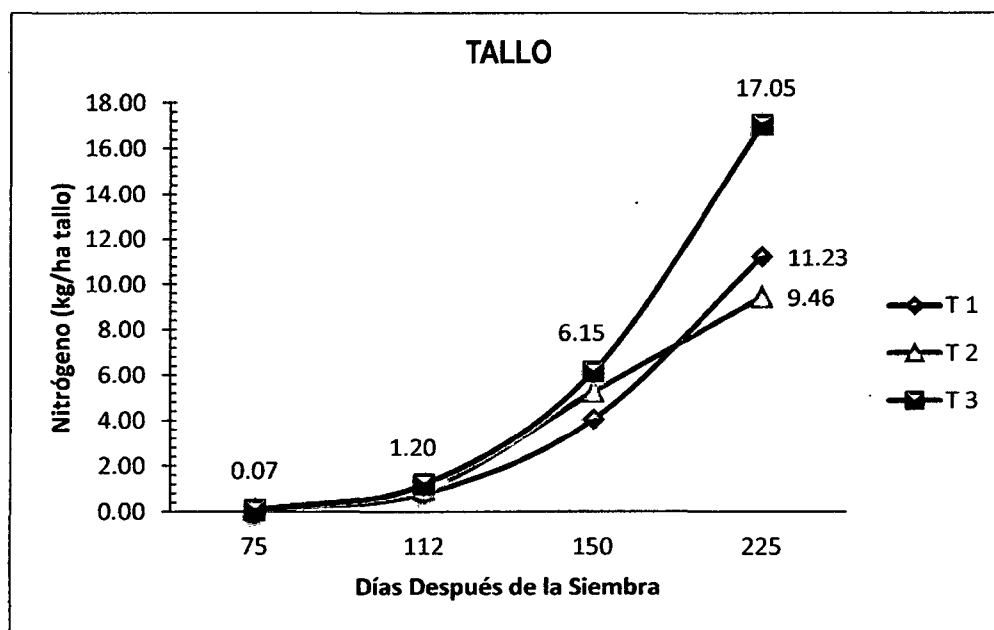


Figura 5. Concentración de N en el tallo para el sachá inchi (*Plukenetia volubilis* L.) cultivado bajo condiciones de Bello Horizonte – Tarapoto.

La Figura 5 muestra el contenido de nitrógeno en tallo, el cual ha sido obtenido multiplicando el nitrógeno en % por la cantidad de materia seca (MS) en kg ha^{-1} producido en el tallo de la planta; siendo en el tratamiento T3 en el cual se ha dado una mayor concentración, en el cual a los 75 DDS se dio una acumulación de $0.07 \text{ kg N ha}^{-1}$ (N: 1.5%, MS: 4.64 kg ha^{-1}), a los 112 DDS una acumulación de $1.20 \text{ kg N ha}^{-1}$ (N: 0.94%, MS: $126.85 \text{ kg ha}^{-1}$), a los 150 DDS una acumulación de $6.15 \text{ kg N ha}^{-1}$ (N: 0.92%, MS: $670.34 \text{ kg ha}^{-1}$) y a los 225 DDS con una concentración igual a $17.05 \text{ kg N ha}^{-1}$ (N: 0.84%, MS: $2021.76 \text{ kg ha}^{-1}$). A los 225 DDS en el tratamiento T1 hay una concentración de 11.23 kg ha^{-1} (N: 0.96%, MS: $1171.21 \text{ kg ha}^{-1}$) y en el tratamiento T2 hay una concentración de 9.46 kg ha^{-1} (N: 0.74%, MS: $2021.76 \text{ kg ha}^{-1}$).

Kirkby & Mengel (1987) el nitrógeno absorbido por las raíces de las plantas es translocado por el xilema a las partes superiores de la planta. La forma en que se da la translocación del N depende del metabolismo radicular y de la fuente de N. Los nitratos y los aminoácidos son así las principales formas en el N se transloca por el sistema vascular de las plantas superiores. Generalmente, en la savia del xilema, del 70 a 80% de los aminoácidos presentes son ricos en N, con una relación N/C de 0.4. El nitrato está universalmente ausente en el floema independientemente de la forma de nutrición nitrogenada, siendo los aminoácidos el medio de transporte del N en la retranslocación. Los nitratos se encuentran siempre en cantidades más o menos importantes cuando en la planta se presentan anomalías metabólicas que impiden la síntesis proteica.

6.4.3. Absorción de nitrógeno en la hoja

El análisis de varianza registrado en la Tabla 15, muestra que a los 75 los tratamientos en estudio no presentan diferencias estadísticas significativas en la concentración de nitrógeno en la hoja. A los 112, 150 y 225 DDS los tratamientos en estudio presentan diferencias estadísticas significativas en la concentración de nitrógeno en la hoja del cultivo.

Tabla 16. Análisis de varianza para el efecto de los tratamientos en estudio en la concentración de N en la hoja del cultivo de sachá inchi. Datos registrados a los 75, 112, 150 y 225 días después de la siembra.

FV	GL	75 DDS				112 DDS			
		SC	CM	Fc	F tabular	SC	CM	Fc	F tabular
					0.05				0.05
Tratamientos	2	0.0042	0.0021	0.27 ns	0.773	0.4914	0.2457	0.68*	0.5418
Bloques	3	0.3941	0.1314	16.80	0.0025	39.9508	13.3169	36.85	0.0003
Error	6	0.0469	0.00782			2.1683	0.3614		
Total	11	0.4453				42.6105			
		CV = 22.39 %				CV = 24.79 %			
FV	GL	150 DDS				225 DDS			
		SC	CM	Fc	F tabular	SC	CM	Fc	F tabular
					0.05				0.05
Tratamientos	2	0.121	0.061	0.88*	0.4616	227.314	113.657	21.12*	0.0019
Bloques	3	1.089	0.363	5.29	0.0403	464.132	154.711	28.75	0.0006
Error	6	0.412	0.069			32.291	5.382		
Total	11	1.622				723.736			
		CV = 16.57 %				CV = 10.79 %			

DDS: días después de la siembra.

*****: Estadísticamente significativamente.

ns: No significativo.

Según Pate (1971) en los órganos vegetativos tales como las hojas, el N se encuentra al lado de proteínas del cloroplasto o citoplasmáticas, del 20 al 40 % de nitrógeno bajo la forma soluble, en gran parte como aminoácidos libres, y también como aminoácidos amidados (asparagina y glutamina). Bajo estas formas, las sustancias nitrogenadas sintetizadas en la hoja contribuyen a la síntesis de las proteínas.

Perdomo, Barbazán y Duran (1994) dentro de la planta el N es muy móvil, por lo cual la planta lo puede redistribuir o translocar. A medida que el cultivo envejece, parte del N (partes orgánicas) de las áreas vegetativas se mueve hacia las semillas. Este proceso ocurre en forma independiente de la magnitud del suministro del N que el cultivo esté recibiendo desde el

suelo. Sin embargo, si el cultivo dispone de una adecuada cantidad de N en las últimas etapas de su ciclo, la actividad fotosintética de la parte vegetativa tendrá una duración mayor, acumulándose más materia seca. Por lo tanto, la concentración de N total en las hojas es mayor cuando la planta se encuentra en la fase vegetativa que cuando se encuentra en la etapa de fructificación.

Tabla 17. Prueba de Duncan al 5% de probabilidad para el efecto de los tratamientos en estudio en la concentración de N en la hoja del cultivo de sachá inchi. Datos registrados a los 112, 150 y 225 días después de la siembra.

112 DDS			150 DDS		
Tratamientos	Promedio	Significación	Tratamientos	Promedio	Significación
T2	2.59	A	T1	1.70	A
T3	2.55	A	T3	1.60	A
T1	2.14	A	T2	1.45	A
225 DDS					
Tratamientos	Promedio	Significación			
T3	27.5	A			
T2	19.5	B			
T1	17.4	B			

DDS: días después de la siembra.

En la Tabla 16 la prueba de Duncan al 5% de probabilidad muestra que a los 112 y 150 DDS los tratamientos no presentan diferencias estadísticas significativamente, el tratamiento T2 es el que presenta una mayor concentración de nitrógeno con una media de 2.59 kg N ha⁻¹ a los 112 DDS y a los 150 DDS el T1 es el que presenta una mayor concentración de nitrógeno con una media de 1.70 kg N ha⁻¹. Duncan al 5% también infiere que a los 225 DDS el tratamiento T3 difieren significativamente con los tratamientos T2 y T1. El tratamiento T3 presenta una

mayor concentración de nitrógeno con una media igual a 27.5 kg N ha⁻¹. Los tratamientos T2 y T1 no presentan diferencias estadísticas significativas.

Perdomo, Barbazán y Duran (1994) señalan que cuando existe una deficiencia de N las hojas son pequeñas, los tallos finos y rectos y las ramificaciones escasas; de ahí que la planta parezca rala. En las primeras etapas de crecimiento las hojas suelen ser pálidas y de color verde-amarillento. Esto se debe a la poca síntesis de clorofila. En condiciones de deficiencia de N se produce una competencia interna dentro de la planta que determina la movilización del N desde los órganos de mayor edad cronológica (por ejemplo, hojas viejas) hacia los órganos más jóvenes. Si la planta se encuentra en la fase reproductiva, el N es translocado preferentemente hacia los frutos. Esto determina que los síntomas de deficiencia de N aparezcan en las hojas más viejas. Por esto, generalmente las hojas basales se tornan amarillentas.

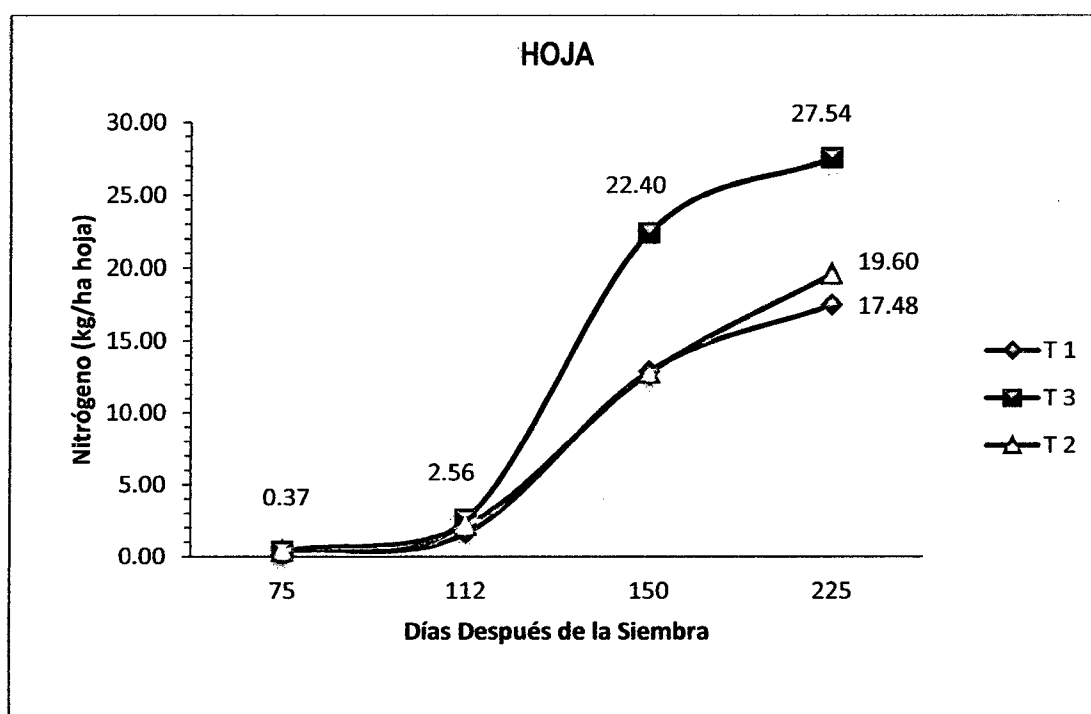


Figura 6. Concentración de N en la hoja para el sachá inchi (*Plukenetia volubilis* L.) cultivado bajo condiciones de Bello Horizonte – Tarapoto.

La Figura 6 muestra el contenido de nitrógeno en la hoja, el cual ha sido obtenido multiplicando el nitrógeno en % por la cantidad de materia seca (MS) en kg ha^{-1} producido en la hoja de la planta; siendo en el tratamiento T3 en el cual se ha dado una mayor concentración, en el cual a los 75 DDS se dio una acumulación de $0.37 \text{ kg N ha}^{-1}$ (N: 4.46%, MS: 8.29 kg ha^{-1}), a los 112 DDS una acumulación de $2.56 \text{ kg N ha}^{-1}$ (N: 3.05%, MS: 83.77 kg ha^{-1}), a los 150 DDS una acumulación de $22.40 \text{ kg N ha}^{-1}$ (N: 2.86%, MS: $784.36 \text{ kg ha}^{-1}$) y a los 225 DDS con una concentración igual a $27.54 \text{ kg N ha}^{-1}$ (N: 3.23%, MS: $851.61 \text{ kg ha}^{-1}$). A los 225 DDS en el tratamiento T1 hay una concentración de 17.48 kg ha^{-1} (N: 2.76%, MS: $633.03 \text{ kg ha}^{-1}$) y en el tratamiento T2 hay una concentración de 19.60 kg ha^{-1} (N: 3.20%, MS: $611.95 \text{ kg ha}^{-1}$).

Oliveira (2004) las hojas constituyen los tejidos vegetales que mayormente responden a cambios externos e internos en el suministro de los nutrientes, debido a que juegan un papel significativo en la fisiología de la planta, particularmente en el proceso de fotosíntesis; por tanto, se considera que es el órgano de la planta que desde el punto de vista metabólico refleja mejor el estado nutricional. Es por ello que al evaluar la condición nutrimental de un cultivo, comúnmente se realiza a partir de las concentraciones de nutrientes en sus tejidos foliares.

Kirkby & Mengel (1987) la translocación del nitrógeno es un proceso importante para la vida de las plantas. El NO_3^- puede ser reducido en la raíz o transportado a la hoja por el xilema para ser asimilado en otros órganos. Las hojas jóvenes son alimentadas con aminoácidos hasta que alcanzan la madurez (Milthorpe & Moorby 1969). Burr *et al.* (1958), encontró que la máxima absorción de N marcado se da en las hojas con velocidades más altas de crecimiento. Las hojas viejas muestran la menor importancia de N marcado. La intensidad del metabolismo nitrogenado y, particularmente, la tasa de síntesis proteica, parece controlar la absorción de N por las diferentes partes de la planta.

Cuando el suministro de nitrógeno desde el medio edáfico es inadecuado, el N de las hojas más viejas se moviliza para alimentar a los órganos más jóvenes de la planta. Por esta razón, las plantas que sufren deficiencia de N muestran primero los síntomas de deficiencia en las hojas más viejas. En dichas hojas las proteínas se han hidrolizado (proteólisis) y los

consiguiente aminoácidos se han redistribuido a los brotes y las hojas más jóvenes. La proteólisis resulta en un colapso de los cloroplastos y en una disminución del contenido de clorofila. De ahí el amarillamiento de las hojas más viejas sea el primer síntoma de una inadecuada nutrición nitrogenada (Kirkby & Mengel 1987).

Los cloroplastos contienen 70% del nitrógeno de la hoja (Madakadze *et al.* 1999), por lo que la clorofila domina las propiedades de reflectancia y transmitancia de la radiación del espectro visible (Ritchie, 2003 citado por De la Cruz, 2011) y ofrece estrecha correlación con la concentración de nitrógeno del follaje de las plantas en la reflectancia de 550 a 660 nm (Costa *et al.* 2001 citado por De la Cruz, 2011).

Las formas de reflectancia en el espectro visible por las hojas cambian entre la máxima reflectancia a 550 nm y la mínima a 660 nm, cuando existen cambios de concentración de la clorofila; esos cambios de forma del espectro visible se usan para identificar clorosis asociada a deficiencias de nitrógeno (Carter y Spiering, 2002 citado por De la Cruz, 2011).

6.4.4. Absorción de nitrógeno en el fruto

La capacidad de extracción de los elementos nutritivos del suelo por las plantas, varía según la especie y la edad de ellas, lo mismo que con las condiciones y hábito de crecimiento (Barceló *et al.* 1993).

El análisis de varianza registrado en la Tabla 17, muestra que a los 112, 150 y 225 DDS los tratamientos en estudio presentan diferencias estadísticas significativas en la concentración de nitrógeno en el fruto del cultivo.

Tabla 18. Análisis de varianza para el efecto de los tratamientos en estudio en la concentración de N en el fruto del cultivo de sachá inchi. Datos registrados a los 112, 150 y 225 días después de la siembra.

FV	GL	112 DDS				150 DDS			
		SC	CM	Fc	F tabular	SC	CM	Fc	F tabular
					0.05				0.05
Tratamientos	2	0.17	0.0859	0.93*	0.4446	2.9342	1.4671	5.21*	0.0488
Bloques	3	9.17	3.0565	33.12	0.0004	14.0122	4.6707	16.59	0.0026
Error	6	0.55	0.09230			1.6890	0.2815		
Total	11	9.90				18.6353			
		CV = 24.53 %				CV = 24.73 %			
225 DDS									
FV	GL	SC	CM	Fc	F tabular				
					0.05				
Tratamientos	2	659.82	329.909	4.28*	0.0701				
Bloques	3	2437.77	812.591	10.53	0.0083				
Error	6	462.80	77.133						
Total	11	3560.40							
		CV = 23.76 %							

DDS: días después de la siembra.

*: Estadísticamente significativamente.

La aplicación de altas dosis de N generalmente alarga el ciclo vegetativo de los cultivos. Esto se debe en parte a que en condiciones de alto suministro de N se desvían carbohidratos hacia el crecimiento vegetativo y se retarda la senescencia de las hojas. En general se ha observado que la dosis de N interacciona con el momento de aplicación, cuando más tarde se aplica una misma dosis de N mayor es el efecto de retraso en la maduración que se observa. En cambio, cuando se parte de situaciones de gran deficiencia de N, la aplicación de dosis moderadas de este nutriente puede acortar el ciclo del cultivo. La explicación de este fenómeno parece relacionarse con la formación más acelerada de ciertos compuestos orgánicos (Perdomo, Barbazán y Duran 1994).

Tabla 19. Prueba de Duncan al 5% de probabilidad para el efecto de los tratamientos en estudio en la concentración de N en el fruto del cultivo de sachá inchi. Datos registrados a los 112, 150 y 225 días después de la siembra.

112 DDS			150 DDS		
Tratamientos	Promedio	Significación	Tratamientos	Promedio	Significación
T3	1.39	A	T3	2.70	A
T1	1.23	A	T1	2.24	AB
T2	1.10	A	T2	1.50	B
225 DDS					
Tratamientos	Promedio	Significación			
T3	46.87	A			
T1	35.00	AB			
T2	29.02	B			

DDS: días después de la siembra.

En la Tabla 18 la prueba de Duncan al 5% de probabilidad muestra que a los 112 DDS, los tratamientos no presentan diferencias estadísticas significativamente, el tratamiento T3 es el que presenta una mayor concentración de nitrógeno con una media de 1.39 kg N ha⁻¹. Duncan al 5% establece que a los 150 y 225 DDS el tratamiento T3 difieren significativamente con el tratamiento T2 para ambos casos, también muestra que ocurre una mayor concentración de nitrógeno en el tratamiento T3 con una media igual a 2.70 kg N ha⁻¹ a los 150 DDS y una media de 46.87 5 kg N ha⁻¹ a los 225 DDS. Los tratamientos T1 y T2 no presentan diferencias significativas en todos los casos.

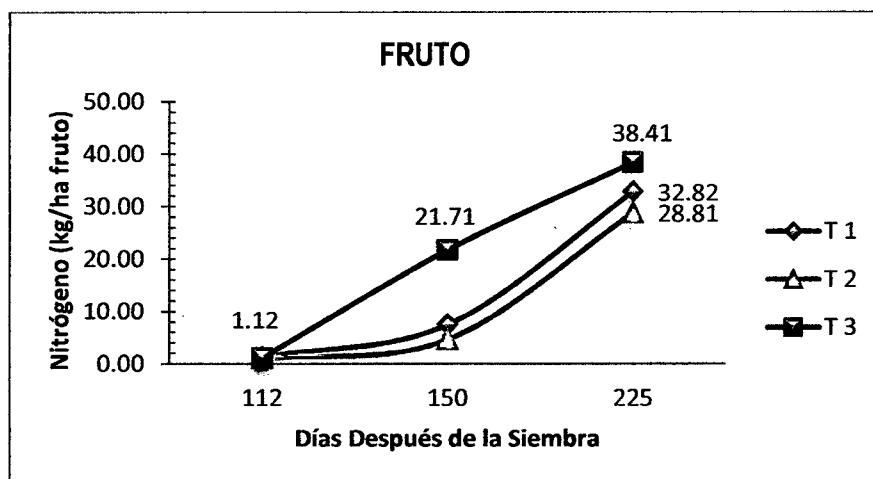


Figura 7. Concentración de N en el fruto para el sachu inchi (*Plukenetia volubilis* L.) cultivado bajo condiciones de Bello Horizonte – Tarapoto.

Con respecto a la concentración de N en el fruto, la Figura 7 muestra el contenido de nitrógeno en fruto, el cual ha sido obtenido multiplicando el nitrógeno en % por la cantidad de materia seca (MS) en kg ha^{-1} producido en el fruto de la planta; el tratamiento T3 es el que presenta una mayor concentración, en el cual a los 112 DDS una acumulación de $1.12 \text{ kg N ha}^{-1}$ (N: 1.64%, MS: 68.53 kg ha^{-1}), a los 150 DDS una acumulación de $21.71 \text{ kg N ha}^{-1}$ (N: 2.29%, MS: $948.59 \text{ kg ha}^{-1}$) y a los 225 DDS con una concentración igual a $38.41 \text{ kg N ha}^{-1}$ (N: 2.67%, MS: $1440.20 \text{ kg ha}^{-1}$). A los 225 DDS en el tratamiento T1 hay una concentración de 32.82 kg ha^{-1} (N: 2.70%, MS: $1217.70 \text{ kg ha}^{-1}$) y en el tratamiento T2 hay una concentración de 28.81 kg ha^{-1} (N: 2.77%, MS: $1039.40 \text{ kg ha}^{-1}$).

Choureitah & Hassan (1974) en los frutos gran parte del nitrógeno total se encuentra en forma de aminoácidos y amidas libres, estos constituyen por tanto, de forma considerable al total de los aminoácidos. Los aminoácidos libres pueden incidir en la calidad del fruto. Martín del Molino y Roson (1980) si bien los frutos son producto de bajo contenido en nitrógeno total y las proteínas comparados con las semillas, hojas y otras partes de la planta; su principal valor alimenticio reside en el contenido de otros compuestos como carbohidratos, vitaminas, sales minerales, etc. El N además, incrementa el número de ejes durante de floración, el número de flores, número y peso de frutos, aumentando por lo tanto el rendimiento (Perdomo, Barbazán y Duran 1994).

CAPÍTULO VII

CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

7.1. Conclusiones

1. El nitrógeno es muy dinámico en el cultivo de sachá inchi (*Plukenetia volubilis* L.), registrándose a los 225 días después de la siembra una acumulación en la raíz de 2.90 kg N ha⁻¹, en el tallo 12.58 kg N ha⁻¹, en la hoja fue 33.35 kg N ha⁻¹ y en el fruto es el órgano donde se encuentra el mayor contenido de este elemento de 33.35 kg N ha⁻¹.
2. La curva de absorción total de nitrógeno por el cultivo de sachá inchi, registra que a los 75 días después de la siembra (crecimiento vegetativo, guiado) presenta una concentración de 0.52 kg N ha⁻¹, a los 112 días después de la siembra (crecimiento vegetativo, inicio de floración y fructificación) una concentración de 4.88 kg N ha⁻¹, a los 150 días después de la siembra (floración, fructificación y llenado de frutos) una concentración de 29.03 kg N ha⁻¹ y a los 225 días después de la siembra (primera cosecha) una concentración de 72.06 kg N ha⁻¹. De esta forma, los fertilizantes nitrogenados deben fraccionarse en forma proporcional a la curva de crecimiento del cultivo.
3. La absorción total de nitrógeno por el cultivo fue 106.49 kg N ha⁻¹ y la extracción total fue 45.75 kg N ha⁻¹.
4. El cultivo presenta las siguientes etapas fenológicas, crecimiento vegetativo perdura hasta 112 días después de la siembra, el inicio del guiado es aproximadamente a los 75 días después de la siembra, a partir de 112 días después de la siembra se inicia la etapa de floración y consecuentemente la fructificación. El llenado de frutos ocurre a partir de los 150 días después de la siembra y por último la cosecha se realiza a partir de los 225 días después de la siembra. Cabe resaltar que el sachá inchi por ser un cultivo perenne, a partir de la primera cosecha esta se realizará cada 15 días.
5. El área foliar del cultivo depende de la edad de la planta y de la dosis de fertilización del cultivo, el tratamiento T3 con una dosis de fertilización de 23 kg N ha⁻¹ supera significativamente a los tratamientos T1 y T2 en donde se empleó dosis de 16 kg N ha⁻¹ y 8 kg N ha⁻¹. Lo mismo sucede con la producción de materia seca.

7.2. Recomendaciones

1. Por ser esta investigación una base para establecer los programas de fertilización y por ser el sachu 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 cual no se debe descuidar la nutrición de este.
2. Se recomienda investigar la absorción determinar el comportamiento de los demás nutrientes principales (P, K, 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.

CAPÍTULO VIII

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Abreu, C.; Van Raij, B.; Abreu, M. & Andrade, J. 1996. Efficiency of nutrients extractants for determinate of availability copper. *Communication in Soil Science and Plant Analysis*, 27 (3-4): 763 p.

Allison, F.W. 1966. The fate of nitrogen applied to soils. *Adv. Agron* 18: 219 - 258.

Alloway, B. 1995. Heavy metals in soils. Blackie Academic and Professional. Chapman and Hall. Glasgow. 368 p.

Alpi, A; Tognoni, F. 1991. Cultivo en invernadero. Madrid, España. 3 ed. Mundi-Prensa. 220 - 228.

Alpizar, M. y Gonzáles, D. 2005. Plan dinámico de fertilización para escalopine verde (*Cucurbita pepo*) con los principios de agricultura de precisión. Universidad earth. Guácimo, Costa Rica. 97 p.

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.

Aranda, J. 2010. Monografía sachá inchi (*Plukenetia volubilis* L.). Desarrollo de monografías para cinco cultivos peruanos del Proyecto Perubiodiverso.

Asofeifa, A; Moreira, M. 2005. Absorción y distribución de nutrimentos en plantas de chile dulce (*Capsicum annum* CV. UCR 589). Estación Experimental Fabio Baudrit, Universidad de Costa Rica. Alajuela, Costa Rica. 29 (1): 77 - 84.

Bailey, L. 1949. Manual of cultivated plants. The Mac Millan Co. New York. 118 p.

- Barcelo, C.J.; J. Rodrigo; B. Sabaster y R. Sáchez. 1985. Fisiología Vegetal. 3a. Edición. Ediciones Pirámide, Madrid. 780 p.
- Barber, D.A. & Frankenburg, U.C. 1971. The contribution of microorganisms to the apparent absorption of ions by roots grown under non-sterile conditions. *New Phytol* 70: 1027.
- Beck, Th. 1983. Mineralization of soil nitrogen in laboratory incubation experiments. *Z. Pflanzenernähr. Bodenkd* 146: 243 – 252.
- Benton, J.; B. Wolf & H. Mills. 1991. *Plant Analysis Handbook*. Micro-Macro Publishing, Inc. New York. 205 p.
- Bertsch, F. 1993. Curvas de absorción de nutrimentos en aráceas. In: Taller sobre aplicaciones de la biotecnología en raíces, tubérculos y pejíbaye. CIA. UCR. San José, Costa Rica.
- Bertsch, F. 1995. La fertilidad de los suelos y su manejo. San José, Costa Rica. ACCS. 157p.
- Bertsch, F. 2003. Absorción de nutrientes por lo cultivos. Asociación Costarricense de la Ciencia del Suelo. San José, Costa Rica. 6 – 22.
- BCO (Biblioteca Conmemorativa Orton). 1987. Bibliografía corta sobre *Plukenetia*. Euphorbiaceae. Comunicación DC/SIT-55 del 27 de Enero, N° 3242.
- Black, C. 1986. *Soil plant relationship*. 2nd ed. New York: John Wiley. 405 p.
- Brack, A. 1999. *Plukenetia volúbilis* L. Diccionario Enciclopédico de Plantas Útiles del Perú. PNUD. Cuzco – Perú. 550 p.
- Burt, G.O.; Hartt, C.E.; Tanimoto, T.; Takahashi, D. and Brodie, H.W. 1958. The circulatory system of the sugarcane plant. *Radioisotop. In Scientific Res. Vol. 4*. 351 – 368.
- Cachique, D. 2006. Estudio de la Biología Floral y Reproductiva del Cultivo de Sacha Inchi (*Plukenetia volubilis* L.), E. E. “El Porvenir” – UNSM, Juan Guerra – Perú.

Cachique, D. 2006. Sistema de Producción y Mejoramiento Genético de Sacha Inchi en San Martín. Memoria Institucional. Programa de Investigación en Ecosistemas Terrestres (PET). Iquitos – Perú. 51 – 52.

Cachique, D.; Rodriguez, A.; Ruiz-Solsol, H.; Vallejos, G. y Solis, R. 2011. Propagación vegetativa del sachá inchi (*Plukenetia volubilis* L.) mediante enraizamiento de estacas juveniles en cámaras de subirrigación en la Amazonia Peruana. Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana (IIAP). Programa de Investigación en Manejo Integral del Bosque y Servicios Ambientales (PROBOSQUES). San Martín, Perú. Folia Amazónica. VOL. 20 N° 1-2: 95 – 100.

Cai, Z.Q.; Jiao, D.Y.; Tang, S.X.; Dao, X.S.; Lei, Y.B. and Cai, C.T. 2012. Leaf Photosynthesis, Growth, and Seed Chemicals of Sacha Inchi Plants Cultivated Along an Altitude Gradient, Cereal Chemistry. Lab. of Tropical Plant Resource Science, Xishuangbanna Tropical Botanical Garden, Chinese Academy of Sciences, Mengla 666303, China. Crop Science, Vol. 52. 9 p.

Cakmak, I. 2000. Possible roles of zinc in protecting plant cells from damage by reactive oxygen species. New phytologist, Cambridge 146: 185 – 205.

Chatt, J.; Richards, R. & Da Camara, G. 1980. New Trends in the Chemistry of Nitrogen Fixation. Academic Press, London. New York and San Francisco.

Chatt, J. 1976. Nitrogen Fixation – Future Prospects. Proceedings No. 155, Fertilizer Soc. Of London.

Choureitah, A. and Hassan, A. 1974. Amino compounds in gooseberries, C.V. Rote Triumph, in relation to NK supply. Gartenbauwissenschaft. Ref. Hor. Abst. Vol. 7186: 85 – 97.

Clarkson, T. 1987. Ionic Relations. En: Wilkins MB. Advanced Plant Physiology. Longman Group. London.

Coraspe, H.; Takashi, M.; Vinicus, I.; F. Contreras y Ocheuze, P. 2009. Absorción de Macronutrientes por plantas de Papa (*Solanum tuberosum* L.) En La Producción De Tubérculo-Semilla. Interciencia. VOL. 34 N° 1.

Corazón, M.; Rodríguez, Á.; Cachique, D.; Chota, W.; Vásquez, G.; Del Castillo, D.; Renno, J. F.; García, C. 2008. Diversidad genética en poblaciones naturales de sacha inchi *Plukenetia volubilis* L. (Euphorbiaceae) en el departamento de San Martín (Perú). Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana. Folia Amazónica. Vol. 17 N° 1-2: 83 – 90.

Corazon, M.; Castro D.; Chota, W.; Rodríguez, A., Cachique, D.; Manco, E.; Del Castillo, D.; Renno, J.; García, C. 2009. Caracterización genética de accesiones sanmartinenses del Banco Nacional de Germoplasma de sacha inchi *Plukenetia volubilis* L. (E.E. El Porvenir – INIA). Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana. Folia Amazónica. VOL. 18 N° 1-2: 23 – 31.

Corchuelo, R.G. 1990. Nutrición Mineral. Conferencias de Fisiología de Cultivos. Facultad de Agronomía. Universidad Nacional de Colombia, Bogotá. 1990.

Escalona, A. y Pire, R. 2008. Crecimiento y extracción de N-P-K por plantas de pimentón (*Capsicum annuum* L.) abonadas con estiércol de pollo en Quíbor, estado Lara. Revista de la Facultad de Agronomía.

Dam Kofoed, A. & Kjellerup, V. 1970. Movements of fertilizer nitrogen in soil. Tidsskrift for Planteavl 73: 659 – 686.

De la Cruz, J.; Sánchez, P.; A. Galvis y Carrilli, J. 2011. Índices espectrales en pimiento para el diagnóstico nutrimental de nitrógeno. Terra Latinoamericana. Vol. 29: 259 - 265.

Dixon, J. y Weed, S. 1989. Minerals in Soil Environments. 2nd ed. Soil science society of America, Madison.

Domínguez, V. 1997. Tratado de Fertilización. 3ra. Edición. Mundi Prensa. Madrid. 613 p.

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.

Fernández, A. y Maldonado, M. 2000. Absorción y Transporte de Nutrientes Minerales. En: J. Azcón-Bieto, M. Talón Fundamentos de Fisiología Vegetal. Eds. Interamericana McGraw-Hill EUB Madrid.

Fertiberia. 2000. Los Micronutrientes y su utilización en la agricultura (en línea). Valladolid, ES. Consultado 20 Agosto 2012. Disponible en <http://www.fertiberia.com/>

Figueroa, Z. 1992. El cultivo del plátano en el Perú. Lima. Ed. FUNDEAGRO. 134 p.

Focht, D.D. 1978. Methods for analysis of denitrification in soil. In. Nitrogen in the Environment. Soil, Plant-Nitrogen Relationships. Academic Press. Vol. 1: 433 – 490.

Furlani, P.; D. Bolonhesi; L. Silveira y Fanquin, V. 1999. Cultivo hidropónico de plantas. Campinas: Instituto Agronômico. (Boletim Técnico, 180). 52 p.

Gillespie, L. 1993. A synopsis of neotropical *Plukenetia* (Euphorbiaceae) including two new species. Systematic Botany 18 (4): 575 – 592.

Hamaker, B.R.; Valles, C.; Gilman, R.; Hardmeier, R.M.; Clark, D.; García, H.H.; Gonzales, A.E.; Kohlsted, I.; Castro, M. 1992. Amino Acid and Fatty Acid Profiles of the Inca Peanut (*Plukenetia volubilis* L.), Cereal Chemistry. Vol. 9: 461 p.

Hageman, R. 1984. Ammonium versus nitrate nutrition in higher plants. R. D. Hauck (ed.). In Nitrogen in crop production. American Society of Agronomy. Madison, Wisconsin, USA. 67–86.

Hendrich, R. y Schroeder, J. 1989. The physiology of ion channels and electrogenic pumps in higher plant cells. Annual Review of Plant Physiology and Plant Molecular Biology 40: 539 - 569.

Hewitt, E.J. and Cutting, C.V. 1979. Nitrogen assimilation in plants. Academic Press. London, New York, San Francisco.

Huber, S.C.; Huber, J.L.; Campbell, W.H. and Redinbaugh, M.G. 1992. Comparative studies of the light modulation of nitrate reductase and sucrose –phosphate synthase activities in spinach leaves. *Plant Physiol.* 100: 706 - 712.

IIAP (Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana). 2009. Estudio de viabilidad económica de *Plukenetia volubilis* Linneo, sacha inchi, en el departamento de San Martín. 66 p.

Jiao, D.Y.; Xiang, M.H.; Li, W.G. and Cai, Z.Q. 2012. Dry-season irrigation and fertilisation affect the growth, reproduction, and seed traits of *Plukenetia volubilis* L. plants in atropical region. *Journal of Horticultural Science & Biotechnology. China.* Vol. 87 (4): 311–316.

Jones, B. J.; B. Wolf & Hills, H. A. 1991. Plant analysis handbook. Micro-macro Publishing, Inc. New York. 213 p.

Kaiser, W. and Huber, S. 1994. Modulation of nitrate reductase in vivo and in vitro: Effects of phosphoprotein phosphatase inhibitors, free Mg²⁺ and 5' AMP. *Planta* 193, 358-364.

Kass, D. 1998. Fertilidad de suelos. San José, CR. UNED. 5 - 26.

Kirkby, E. 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.

Kobayashi, M; T. Matoh and J. Azuma. 1996. Two chains of rhamnogalacturonan II are cross linked by borate-diol ester bonds in higher plant cell walls. *Plant Physiol.* 110: 1017 - 1020.

Kolenbrander, G.J. 1972. Does leaching of fertilizers affect the quality of ground water at the water-works. *Stikstof* 15: 8 – 15.

Kupka, J. 1992. Physiology of mineral nutrition of plants. In: Sebanek, J. Ed. *Plant Physiology*. Elsevier, Amsterdam. 159 – 198.

- Li, X.Z. and Oaks, A. 1993. Induction and turnover of nitrate reductase in *Zea mays*. *Plant physiology* 102: 1251 - 1257.
- 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.
- Loué, A. 1988. Los microelementos en agricultura. Ed. Mundi-Prensa. Madrid. 354 p.
- Maathuis, F. y Sanders, D. 1992. Plant membrane transport. *Current Opinion in Cell Biology* 4: 661-669.
- Macbride, J. 1951. Euphorbiaceae In *Flora of Perú*. Botanical Series. Part IIIA. Field Museum of Natural History. Chicago, USA. Vol. 13: 115 - 118.
- Malaver, L.V. 1993. Conceptos básicos sobre la nutrición mineral en las plantas. En MALAVER L. V. *Lecturas selectas de fisiología vegetal: Nutrición mineral*. Palmira. 172 p.
- Maldonado, J.M. 1993. Asimilación del nitrógeno y el azufre. In. Azcon-Bieto, J.; M. Talon. *Fisiología y bioquímica*. Interamericana, Mac Graw Hill, Madrid. 215 – 236.
- 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.
- Martín, P. 1970. Pathway of translocation of N from labelled nitrate or ammonium in kidney bean plants. In: E.A. Kirkby, *Nitrogen Nutrition of the Plant*. The Univ. of Leeds. 104 - 112.
- Martín del Molino, I. y Roson, J. 1980. Contenido de varias fracciones de nitrógeno en el fruto de fresa y su relación con el nitrógeno y con el potasio del medio. *Centro de Edafología y Biología Aplicada*. Salamanca. C.S.I.C. Vol. VI. 297 – 306.

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.

Mengel, K. & Kirkby, E. 1982. Principles of Plant Nutrition. 3a. Edición. Publisher International Potash Institute. 655 p.

Milthorpe, F.L. & Moorby, J. 1969. Vascular transport and its significance in plant growth. Ann. Rev. Plant Physiol. Vol. 20. 61 – 80.

Mostacero, J; Mejia, F y Gamarra, O. 2002. Taxonomía de las Fanerogamas Útiles del Perú. Volumen I. CONCYTEC. Trujillo-Perú. 667 p.

Navarro, S. y Navarro, G. 2000. Química Agrícola. El suelo y los elementos químicos esenciales para la vida vegetal. Ediciones Mundi-Prensa. 488 p.

Noriega, H.; Risco, M.Y; Cachique, D.; Ruiz, H., Solis, R.; Guerrero, J.C. 2010. Biología y autocompatibilidad del polen de sachá inchi (*Plukenetia volubilis* L.). Programa PROBOSQUES, Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana, San Martín. Departamento de Ciências Biológicas – CEBTEC, Escola Superior de Agricultura São Luiz de Queiroz, Universidade de São Paulo. São Paulo. Brasil.

Oliveira, M. 2004. Diagnose do estado nutricional do melao amarelo nos pólos de fruticultura de icapuú, mossoró e baraúna utilizando o método DRIS. CAATINGA, Mossoró-RN. Vol. 17, Nº 2: 70 - 81.

Osaki, M., J. Shirai, T. Shinato and T. Tadano. 1995. Effects of ammonium and nitrate assimilation on the growth and tuber swelling of potato plants. Soil Science and Plant Nutrition. 41: 709 - 719.

Pate, J.H. 1971. Movement of nitrogenous solutes in plants. 165 – 187. In: Nitrogen 15 in Soil-Plant Studies. International Atomic Energy. Vienna.

Pereyra, M. 2001. Asimilación del nitrógeno en las plantas. Facultad de Agronomía. Universidad de La Pampa. 16 p.

Perdomo, C. y R. Dodera, 1992. In. O. Casanova (ed) Principales procesos de pérdida de nitrógeno. Cátedra de Fertilidad de suelos y Fertilizantes. Facultad de Agronomía. Universidad de la Republica. Montevideo. Uruguay.

Perdomo, C; M. Barbazán y Duran, J. 1994. Nitrógeno. Cátedra de Fertilidad. Facultad de Agronomía. Universidad de la Republica. Montevideo. Uruguay.

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.

Pilbean, D.J. & Kirkby, E.A. 1983. The physiological role of boron in plants. J. Plant Nutr. 6: 563 – 582.

Plasencia, A. y Corbella, R. 2001. Nitrógeno del Suelo. Química del suelo. Cátedra de Edafología. Facultad de Agronomía y Zootecnia. Universidad Nacional de Tucumán. Argentina.

Ramos, F. 2006. Nutrición Vegetal. Universidad Autónoma de Aguas Calientes. 458 p.

Raij, B. 1994. New diagnostic techniques, universal soil extracts. Communication in Soil Science and Plant Analysis , 25: 799 - 816.

Raij, B. 1998. Bioavailable tests: Alternatives to standard soil extractions. Communication in Soil Science and Plant Analysis, 29 (11-14): 1553 - 1570.

Reforesta Perú SAC (2009): Manual de producción de sachá inchi con el marco conceptual operativo del Biocomercio y la agroforestería sostenible. Perú Biodiverso. Lima, Perú.

Rincón, L; Pérez, A; Sáez, J; Abadía, A; Pellicer, C. 2001. Extracción de nutrientes del apio en riego por goteo (en línea) Valladolid, ES, Fertiberia. Consultado 5 Set. 2012. Disponible en:

http://www.fertiberia.com/informacion_fertilizacion/articulos/fertirrigacion/articulo18.pdf

Rincón, L.; Sáez, J.; Pérez, J.; C. Pellicer y Gómez, M. 1998. Crecimiento y Absorción de Nutrientes del melón Bajo Invernadero. Dpto. de Riegos. Centro de Investigación y Desarrollo Agroalimentario (CIDA). Estación Sericícola. 30.150 La Alberca (Murcia). Vol. 13.

Risco, M.; Cachique, D.; Ruiz, H.; Solis, R.; Ruiz, M.E. y Guerrero, J.C. 2010. Determinación de un método de recolección y conservación de granos de polen en sachá inchi (*Plukenetia volubilis*L.). Programa PROBOSQUES, Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana, San Martín. Departamento de Ciências Biológicas – CEBTEC, Escola Superior de Agricultura São Luiz de Queiroz, Universidade de São Paulo. São Paulo. Brasil.

Rodríguez, L. 2002. Cultivo pela técnica de hidroponia: técnicas de cultivo hidropônico e de controle ambiental no manejo de pragas, doenças e nutrição vegetal em ambiente protegido, Jaboticabal: FUNEP. 726 p.

Rodríguez, Á.; Corazon, M.; Cachique, D.; Mejía, K.; Del Castillo, D.; Renno, J.F, García, C. 2010. Diferenciación morfológica y por ISSR (Inter simple sequencerepeats) de especies del género *Plukenetia* (Euphorbiaceae) de la Amazonía peruana: propuesta de una nueva especie. © Facultad de Ciencias Biológicas UNMSM. Revista Peruana de Biología Vol. 17(3): 325 – 330.

Rojas, M. 1993. Fisiología Vegetal Aplicada. Interamericana, Mc Graw Hill, México. 275 p.

Romheld, V. y Marschner, H. 1991. Functions of micronutrients in plants. In: Mortvedt, J.J., F.R. Cox, L.M. Shuman, R.M. Welch. (Ed.). Micronutrients in Agriculture. Madison Wisconsin, USA: SSSA. 2: 297 - 328.

Rossiter, S.; Jones, G.; Ransome, R.; Barratt, E. 2000. Genetic variation and population structure in the endangered greater *Rhinolophus ferrumequinum*. Molecular Ecology. Vol. 9:1131 - 1135.

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.

Sánchez, J. 2007. Fertilidad Del Suelo Y Nutrición Mineral De Plantas. Conceptos Básicos. FERTITEC S.A.

Sancho, H. 1999. Curvas de absorción de nutrientes: importancia y uso en los programas de fertilización. Instituto de la Potasa y el Fósforo. Informaciones Agronómicas 36: 11 – 13.

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.

Schäffner, R. 1998. Aquaporin function, structure and expression: Are there more surprises to surface in water relations. Planta 204: 131 - 139.

Sharma, P; C. Chatterjee; S. Agarwala y Sharma, C. 1990. Zinc deficiency and pollen fertility in maize (*Zea mays*). Plant And Soil. 124: 221 – 225.

Shelp, B; V. Shattuck; D. McLellan and L. Lin. 1992. Boron nutrition and the composition of glucosinolates and soluble nitrogen compounds in two broccoli (*Brassica oleraceae* var. *Italica*) cultivars. Can. J. Plant. Sci. 72: 889 - 899.

Sequi, P. y Piaggese, A. 2004. Istituto Sperimentale per la Nutrizione delle Piante (Istituto Experimental para la Nutricion de las Plantas). © Copyright -VALAGRO SpA. Imp. Meta SRL – Corso Trento e Trieste, 43 – 66034 LANCIANO (Ch). Italia.

Soukup, J. 1987. Vocabulario de los Nombres Vulgares de la Flora Peruana y Catálogo de los Géneros. Editorial Salesiana. Lima – Perú. 436 p.

Stevenson, F. 1982. Organic forms of soil nitrogen. P 67-122. In F. J. Stevenson (ed.). Nitrogen in agricultural soils. Monography N° 22. American Society of Agronomy. Madison, Wisconsin, USA.

Tadano, T and T. Tanaka. 1976. Composition of adaptability to ammonium and nitrate among crop plants (Part I). Selective absorption between and responses to ammonium and nitrate of crop plants during early growth stage. Studies on the comparative plant nutrition. Journal of Science Soil

Thomson B, Ostle N, McNmara N, Bailey M, Whiteley A, Griffiths R. 2010. Vegetation affects the relative abundances of dominant soil bacterial taxa and soil respiration rates in an upland grassland soil. *microbial ecology* 59: 335 - 343.

Ulloa, M; Abreu, C. y Paz, A. 2001. Disponibilidad de macro y micronutrientes en un suelo de cultivo de Mabegondo (A Coruña). *CadernosLab. Xeolóxico de Laxe. Coruña. Vol. 26: 243 - 254.*

Valles, C. 1995. Sacha Inchi, Importante Oleaginosa Selvática. *Pura Selva. 40 – 41.*

Werner, D. 1980. Dinitrogen fixation and primary production. *Angew. Botanik* 54: 67 - 75.

Woldendorp, J.W. 1968. Losses of soil nitrogen. *Stikstof, Dutch Nitrogenous Fertilizer Review. N° 12: 32 – 46.*

ANEXOS

Anexo 1. Análisis Foliar del cultivo de sacha inchi (*Plukenetia volubilis* L.) realizado a 75 días después de la siembra.

N. Lab.	CLAVE DE CAMPO	N %		
		RAÍZ	TALLO	HOJA
0068	BI T1	1.93	1.85	4.28
0070	BI T2	1.76	1.90	4.98
0074	BI T3	1.93	1.90	4.70
0077	BII T1	2.38	1.74	3.81
0080	BII T2	2.21	1.40	4.20
0083	BII T3	2.10	1.40	3.64
0086	BIII T1	1.88	1.46	4.14
0089	BIII T2	2.04	1.32	3.30
0092	BIII T3	2.13	1.85	4.42
0095	BIV T1	2.55	1.93	5.18
0098	BIV T2	1.96	1.71	3.78
0200	BIV T3	2.27	2.18	5.07

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

Anexo 2. Análisis Foliar del cultivo de sacha inchi (*Plukenetia volubilis* L.) realizado a 112 días después de la siembra.

N. Lab.	CLAVE DE CAMPO	N %				
		RAÍZ	TALLO	HOJA	FLOR	FRUTO
3336	BI T1	1.46	0.92	2.86	3.56	1.68
3337	BI T2	1.63	1.18	3.22	3.81	1.82
3338	BI T3	1.23	0.78	3.00	4.20	1.65
3339	BII T1	1.60	1.01	3.05	2.83	1.62
3340	BII T2	1.46	0.73	3.16	3.70	1.76
3341	BII T3	1.26	0.84	3.02	3.14	1.29
3342	BIII T1	0.95	0.84	2.24	4.39	1.46
3343	BIII T2	1.82	0.87	2.66	0.00	1.32
3344	BIII T3	2.91	1.20	2.77	0.00	1.76
3345	BIV T1	2.44	0.78	3.22	2.63	1.60
3346	BIV T2	1.74	1.01	2.66	2.86	1.06
3347	BIV T3	2.38	0.95	3.42	4.31	1.85

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

Anexo 3. Análisis Foliar del cultivo de sachá inchi (*Plukenetia volubilis* L.) realizado a 150 días después de la siembra.

N. Lab.	CLAVE DE CAMPO	N %					
		RAÍZ	TALLO	HOJA	FLOR ♀	FLOR ♂	FRUTO
4333	BI T1	2.58	2.48	5.73	4.77	4.77	2.25
4334	BI T2	2.36	2.54	6.67	5.10	5.10	2.44
4335	BI T3	2.58	2.54	6.29	5.63	5.63	2.21
4336	BII T1	3.19	2.33	5.10	3.79	3.79	2.17
4337	BII T2	2.96	1.88	5.63	4.96	4.96	2.36
4338	BII T3	2.81	1.88	4.88	4.21	4.21	1.73
4339	BIII T1	2.52	1.96	5.54	5.88	5.88	1.96
4340	BIII T2	2.73	1.77	4.42	0.00	0.00	1.77
4341	BIII T3	2.85	2.48	5.92	0.00	0.00	2.36
4342	BIV T1	3.42	2.58	6.94	3.52	3.52	2.14
4343	BIV T2	2.63	2.29	5.06	3.83	3.83	1.42
4344	BIV T3	3.04	2.92	6.79	5.77	5.77	2.48

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

Anexo 4. Análisis Foliar del cultivo de sachá inchi (*Plukenetia volubilis* L.) realizado a 225 días después de la siembra.

N. Lab.	CLAVE DE CAMPO	N %					
		RAÍZ	TALLO	HOJA	FLOR φ	FLOR σ	FRUTO
5220	BI T1	3.38	1.38	6.42	5.34	5.34	3.38
5221	BI T2	3.66	1.77	7.47	5.72	5.72	3.66
5222	BI T3	3.31	1.17	7.05	6.30	6.30	3.31
5223	BII T1	3.25	1.52	5.72	4.25	4.25	3.25
5224	BII T2	3.54	1.10	6.30	5.55	5.55	3.54
5225	BII T3	2.59	1.26	5.46	4.71	4.71	2.59
5226	BIII T1	2.93	1.26	6.21	6.59	6.59	2.93
5227	BIII T2	2.65	1.31	4.95	0.00	0.00	2.65
5228	BIII T3	3.54	1.80	6.63	0.00	0.00	3.54
5229	BIV T1	3.21	1.17	7.77	3.95	3.95	3.21
5230	BIV T2	2.13	1.52	5.67	4.29	4.29	2.13
5231	BIV T3	3.72	1.43	7.61	6.47	6.47	3.72

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

Anexo 5. Materia seca del cultivo de sachá inchi (*Plukenetia volubilis* L.) a 75, 112, 150 y 225 días después de la siembra.

BLOQUES		MATERIA SECA (kg/ha)				
		75 dds	112 dds	150 dds	225 dds	
I	BLOQUE	T1	32.93	346.13	2364.59	5062.18
		T2	37.99	557.52	3251.34	4425.05
		T3	20.16	689.73	4627.84	6846.37
II	BLOQUE	T1	6.08	270.38	1187.52	2791.33
		T2	11.79	279.88	1337.03	2600.86
		T3	11.64	222.10	3117.74	4375.98
III	BLOQUE	T1	8.15	164.34	903.67	3103.62
		T2	8.67	92.51	421.28	2782.88
		T3	18.34	158.26	1246.50	3302.66
IV	BLOQUE	T1	13.41	249.45	1193.69	1897.20
		T2	15.70	146.94	563.45	2436.27
		T3	12.27	218.24	1255.85	3767.79

Fuente: Elaboración propia.

Anexo 6. Área foliar del cultivo de sachá inchi (*Plukenetia volubilis* L.) a 75, 112, 150 y 225 días después de la siembra.

BLOQUES		ÁREA FOLIAR TOTAL (m²/planta)			
		75 dds	112 dds	150 dds	225 dds
BLOQUE I	T1	0.49	1.65	7.06	20.48
	T2	0.63	3.67	7.67	15.39
	T3	0.33	3.55	13.01	23.71
BLOQUE II	T1	0.07	1.17	3.83	9.70
	T2	0.13	1.67	4.41	5.15
	T3	0.14	0.99	6.40	12.73
BLOQUE III	T1	0.13	0.56	4.09	9.61
	T2	0.11	0.46	1.26	13.91
	T3	0.25	0.75	5.13	15.29
BLOQUE IV	T1	0.24	1.72	4.56	10.00
	T2	0.38	0.86	3.65	8.18
	T3	0.17	1.14	6.21	20.33

Fuente: Elaboración propia.



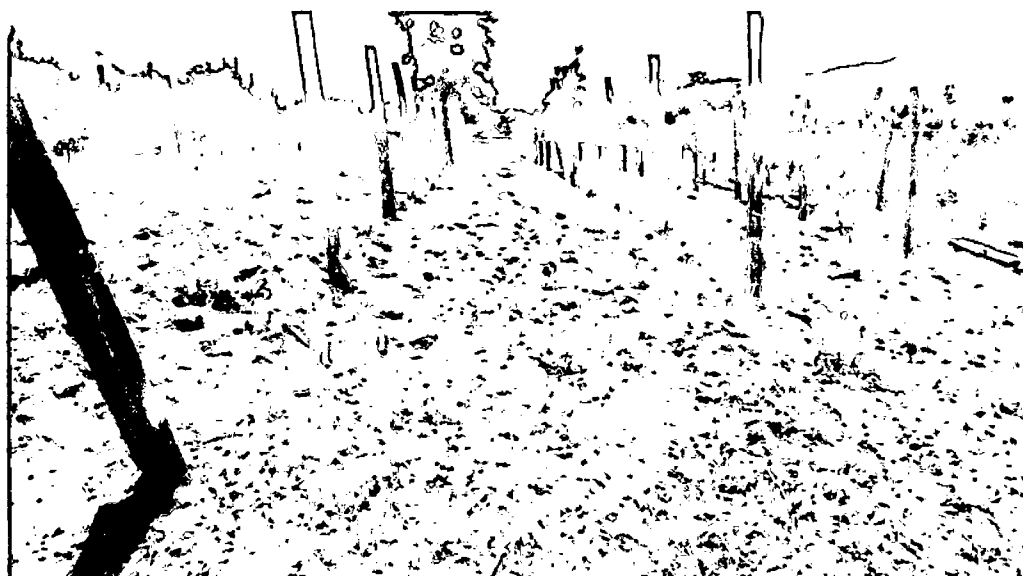
Anexo 7. Selección de semillas utilizadas para la siembra (a y b).



Anexo 8. Preparación del área de investigación.



Anexo 9. Cultivo después de 50 días después de la siembra.



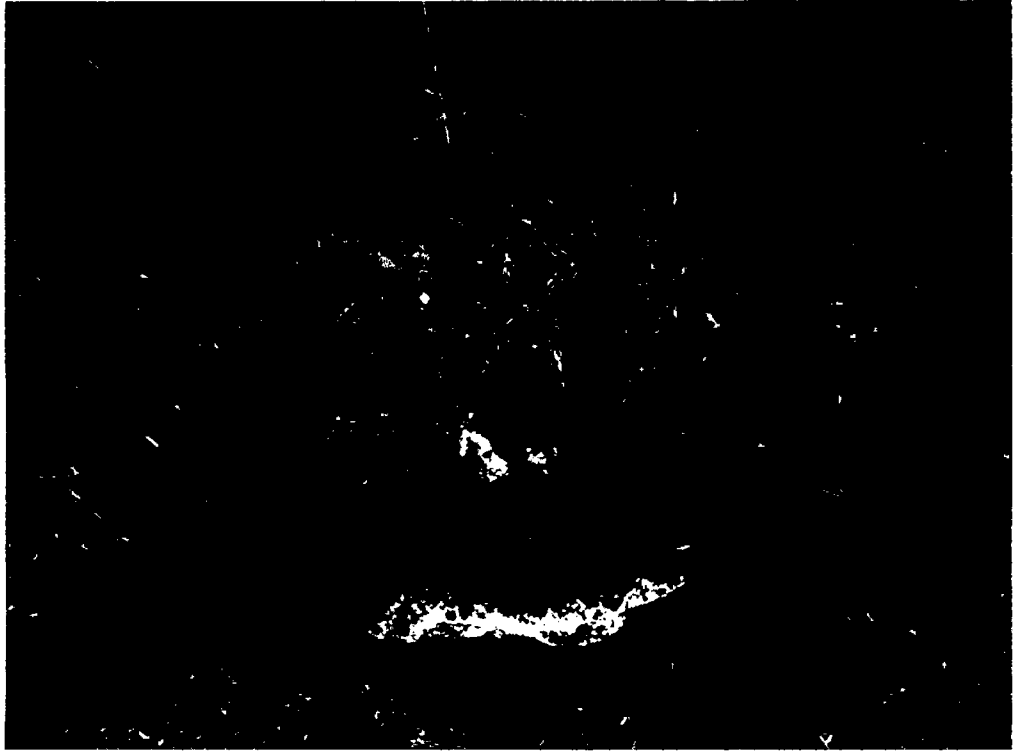
Anexo 10. Cultivo después de 60 días después de la siembra.



Anexo 11. Primera fertilización nitrogenada del cultivo.



Anexo 12. Guiado del cultivo utilizando hilo pavilo.



Anexo 13. Fertilización del cultivo.



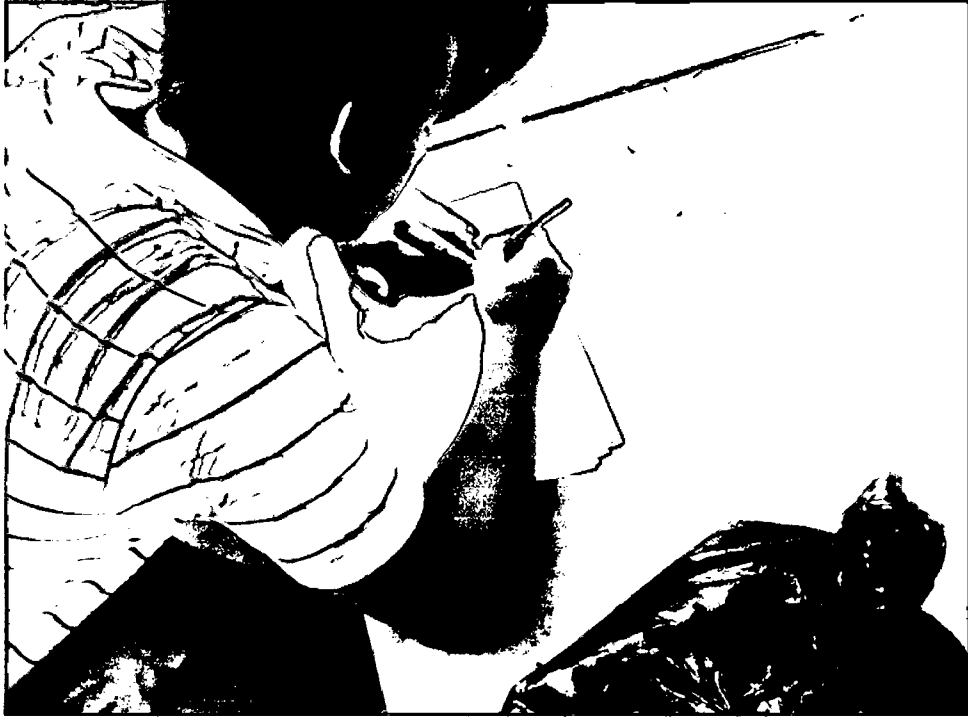
Anexo 14. Cultivo a los 75 días después de la siembra.



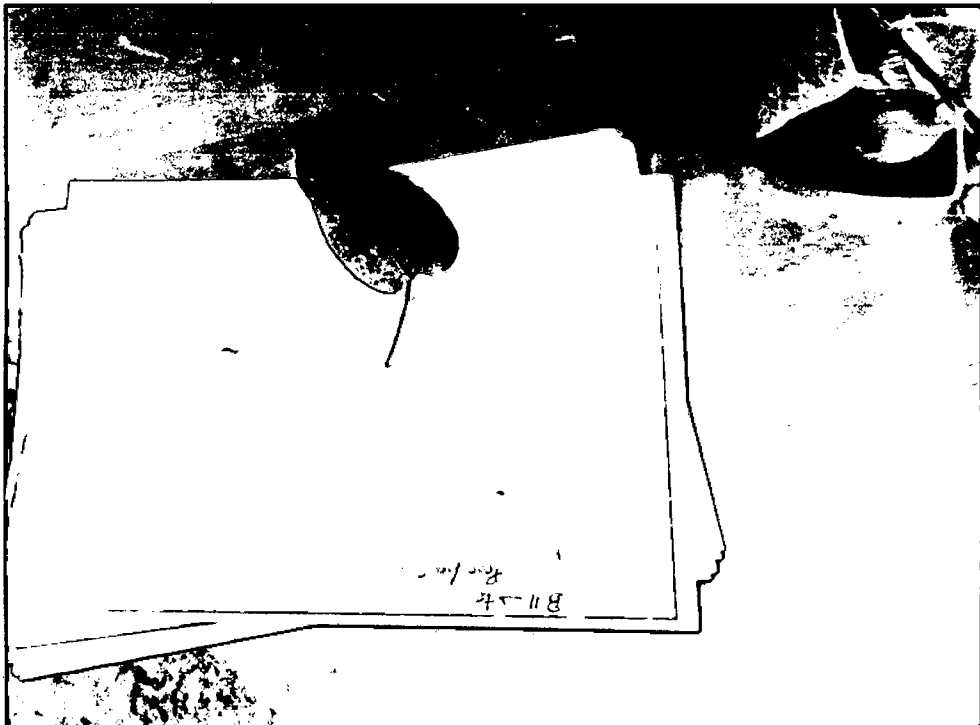
Anexo 15. Primer muestreo de plantas, realizado a los 75 días después de la siembra.



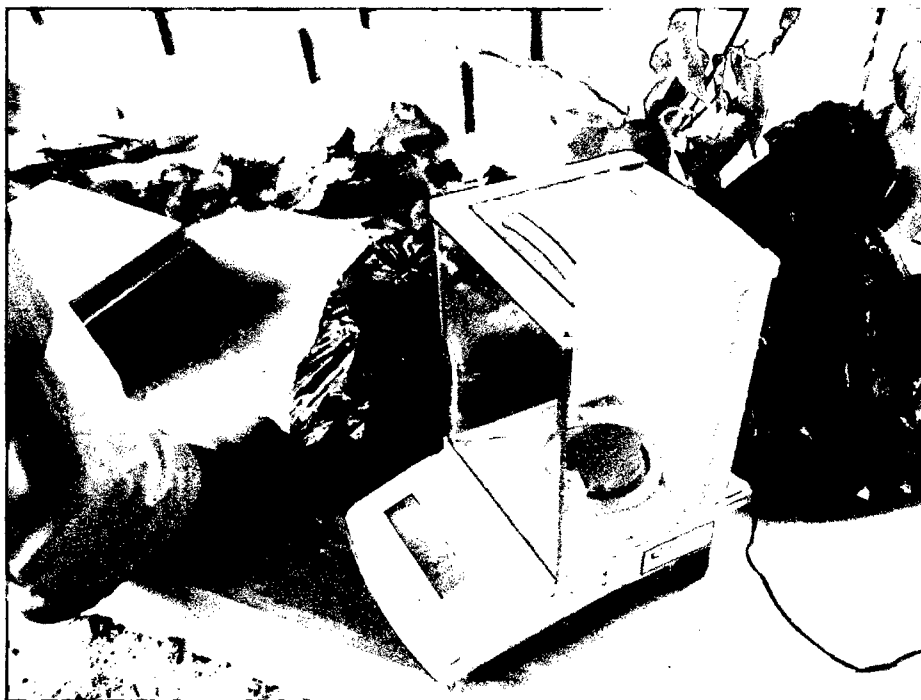
Anexo 16. Primer muestreo de plantas.



Anexo 17. Calculo del área foliar.



Anexo 18. Calculo del área foliar.



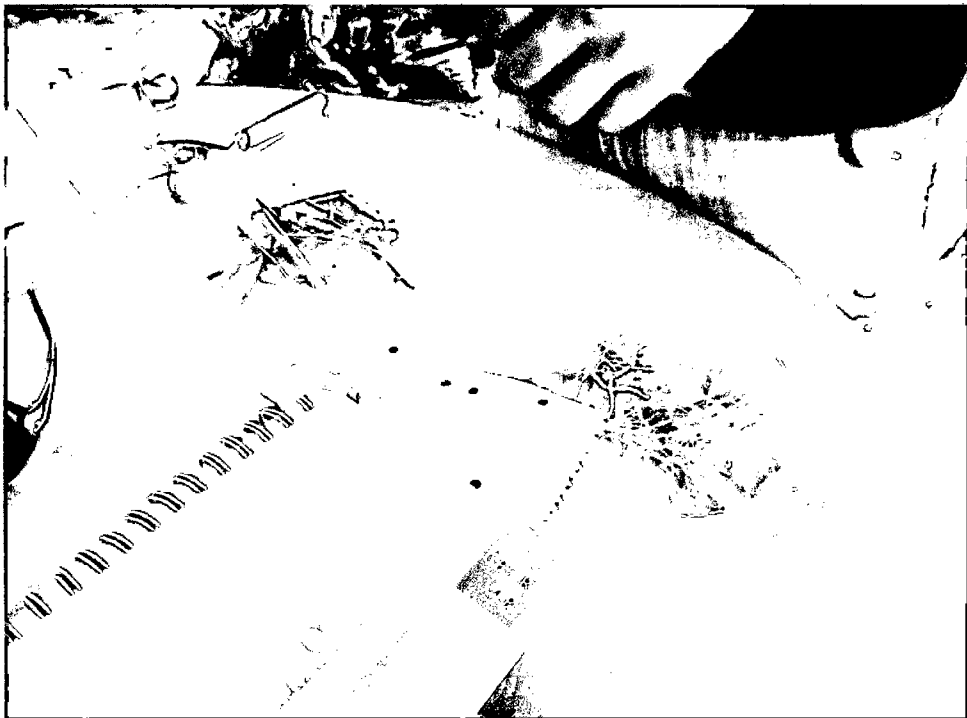
Anexo 19. Pesado de hoja para la obtención de peso fresco.



Anexo 20. Lavado de raíces y tallo.



Anexo 21. Separación y llenado de hojas en bolsas de papel.



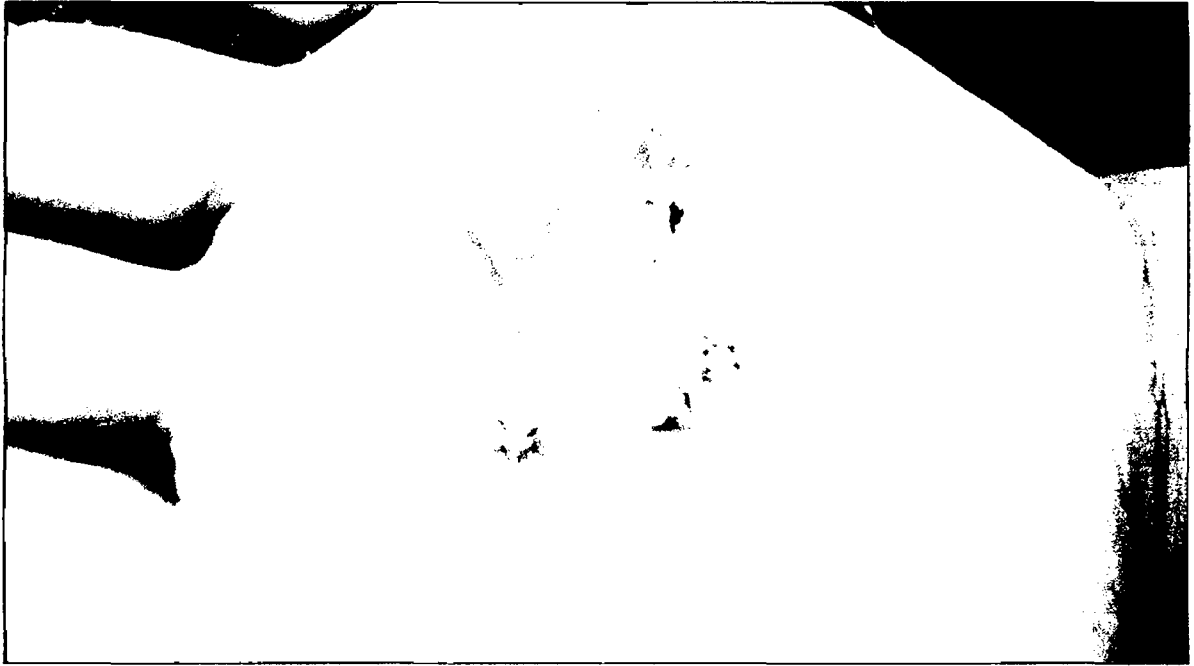
Anexo 22. Separación raíces y tallo en bolsas de papel.



Anexo 23. Secado de raíces, tallos y hojas en la estufa.



Anexo 24. Segundo muestreo de plantas.



Anexo 25. Flor femenina (izquierda) y flor masculina (derecha) de la planta.



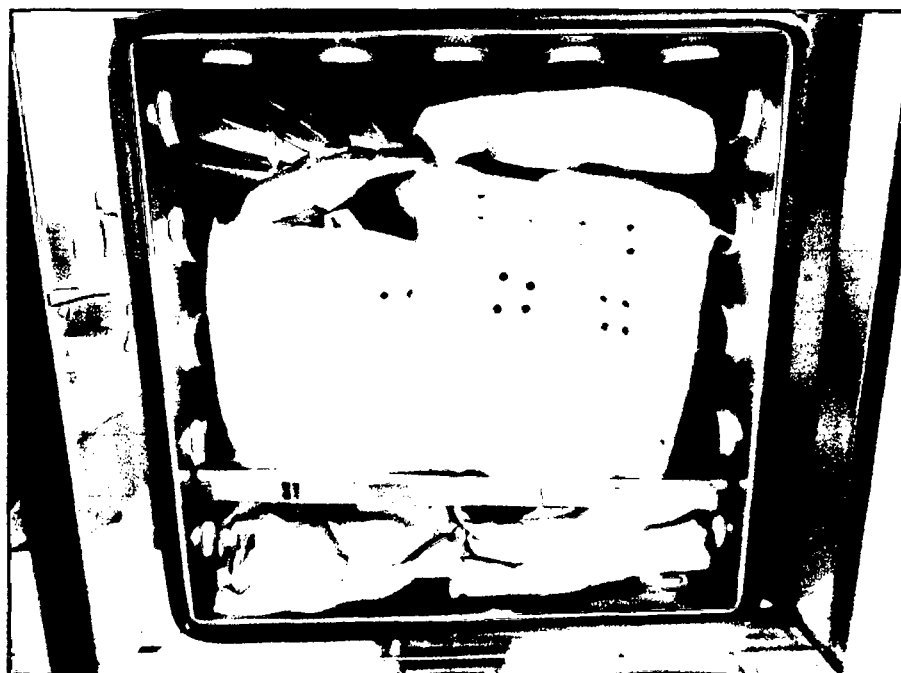
Anexo 26. Separación y llenado de flores en bolsas de papel.



Anexo 27. Fruto del sacha inchi.



Anexo 28. Separación y llenado de hojas en bolsas de papel.



Anexo 29. Secado de raíces, tallos, hojas, flores y frutos en la estufa.



Anexo 30. Cultivo después de 150 días después de la siembra.



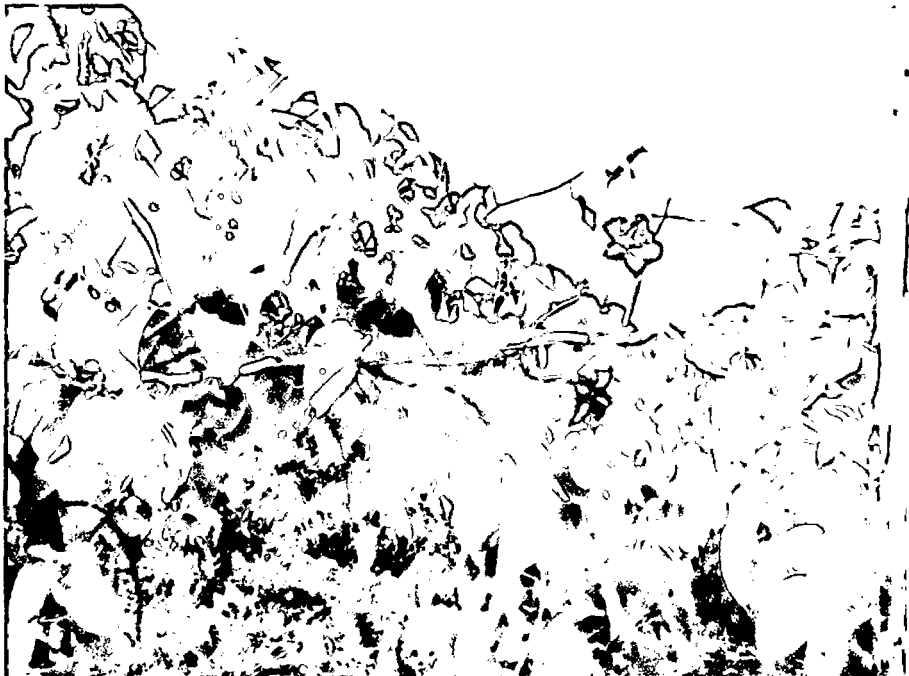
Anexo 31. Cultivo después de 225 días después de la siembra.



Anexo 32. Fruto después de 225 días después de la siembra.



Anexo 33. Elección de plantas para el cuarto muestreo.



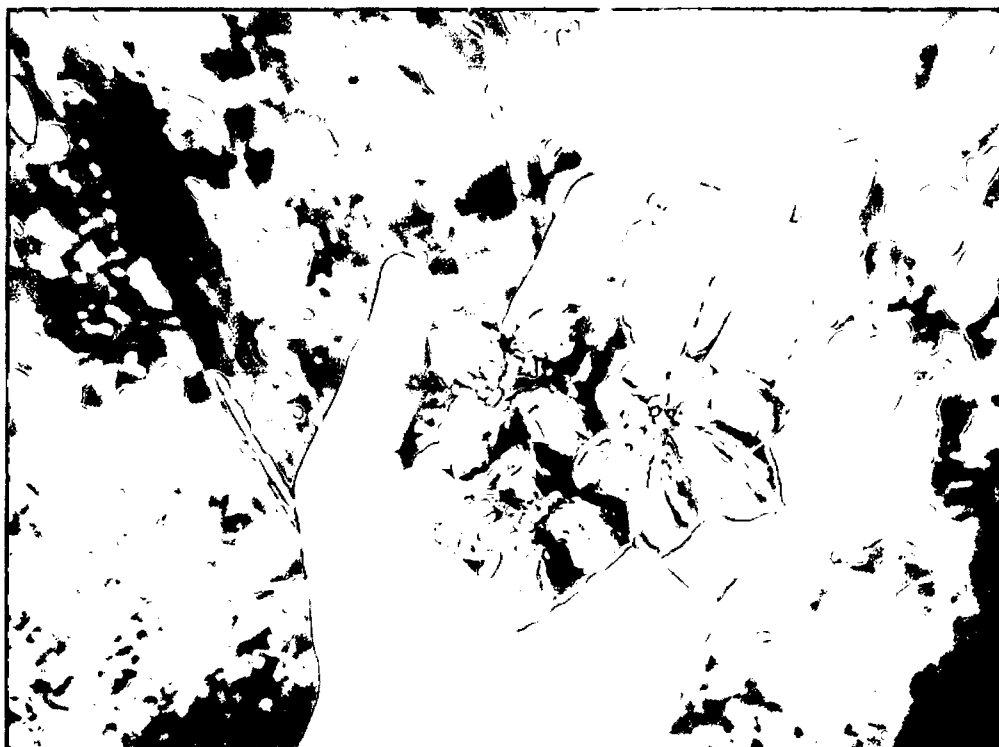
Anexo 34. Elección de plantas para el cuarto muestreo.



Anexo 35. Cuarto muestreo de plantas.



Anexo 36. Cuarto muestreo de plantas.



Anexo 37. Frutos de sachá inchi.



Anexo 38. Tallo, hoja y fruto listos para el secado.



Anexo 39. Tallo, hoja y fruto listos para el secado.



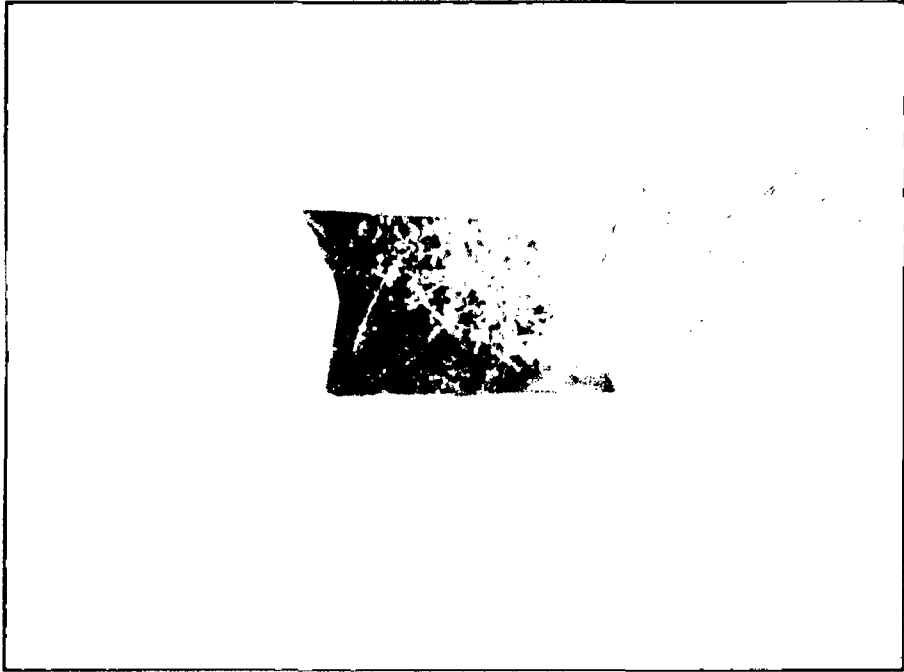
Anexo 40. Raíz del cultivo de sachá inchi.



Anexo 41. Tallo del cultivo de sachá inchi.



Anexo 42. Hoja del cultivo de sachá inchi.



Anexo 43. Flor del cultivo de sacha inchi.



Anexo 44. Fruto del cultivo de sacha inchi.