

CAPÍTULO I

INTRODUCCIÓN

El cultivo de estevia va tomando una importancia socioeconómica en nuestro país, ya que muchos agricultores están dando mucha importancia a éste cultivo por ser económicamente rentable, dado que se está cultivando en asociaciones o individualmente.

La estevia (***Stevia rebaudiana B.***), es una planta con propiedades favorables para la salud humana, las hojas molidas son utilizada como endulzante natural y como productos industrializados. El cultivo se adapta muy fácilmente a cualquier región tropical y subtropical que presente condiciones ideales, se desarrolla en altitudes que van desde el nivel del mar hasta los 1700 msnm. Es originaria de Paraguay y los glucósidos responsables del sabor dulce de la planta son los esteviosido y rebaudiosida. Estos elementos aislados pueden llegar hasta 300 veces más dulce que la sacarosa de caña de azúcar Actualmente se estudia para aplicaciones de la salud humana como son; anti caries, enfermedades de la piel, diabetes, cardiotónico y dieta, etc. Y también se aplican en la producción ganadera y agricultura (Callisaya 2013)

La estevia se presenta como una excelente alternativa productora en el Perú, sobre todo para el pequeño productor que frecuentemente tropieza con dificultades en los precios de sus productos agrícolas.

El cultivo de estevia es una alternativa innovadora y muy rentable, pues presenta condiciones promisorias en los mercados nacionales y mundiales. Es interesante observar el consumo de esta planta, ya sea como mates o como

productos industrializados, que están destinados a sustituir el mercado del uso de edulcorantes.

Como resultado de los trabajos de laboratorio realizados, se conoce actualmente que la estevia tiene varios componentes edulcorantes, los cuatro principales son: esteviosido (5 a 10 %), rebaudiosido A (2 a 4 %), rebaudiosido C (1 a 2 %) y dulcosido A (0,5 a 1 %) (Midmore y Rank citado por Callisaya 2013).

El cultivo de esta especie constituye una alternativa de producción diversificada muy atractiva no solo en regiones de valle y trópico, se puede extenderse en zonas no tradicionales como el Valle de Cajamarca bajo ambientes protegidos.

Rodríguez (1982) menciona que los fertilizantes orgánicos además de aportar un buen nivel de materia orgánica, también proporcionan altos niveles de nutrientes como el nitrógeno, potasio y fósforo.

Es necesaria la producción ecológica de estevia, con el uso de abonos orgánicos como una alternativa para el cultivo y sostenible con principios de conservación de suelo y medio ambiente. Evitando la dependencia de insumos externos.

El presente trabajo de investigación tiene por finalidad proporcionar información sobre la producción orgánica de estevia, mediante la utilización de abono orgánico aplicado foliarmente, teniendo en cuenta los abonos orgánicos más comunes como vacuno, ovino y cuy.

1.1. Planteamiento del problema

El cultivo de estevia (***Stevia rebaudiana B.***) ha logrado llamar la atención de muchos sectores agrícolas en algunas regiones de nuestro país por sus grandes beneficios naturales y por tratarse de un cultivo alternativo que bien podría adaptarse a diferentes zonas y tipos de suelo aportando buenas ganancias económicas.

La poca información que existe sobre las formas de abonar el cultivo de estevia para aumentar sus rendimientos, propicia realizar los estudios necesarios, ya sean aplicando abonos orgánicos o fertilizantes químicos;

motivo que causa preocupación en los agricultores que se inician en la producción de la misma.

Por ser de conocimiento no todos los nutrientes en el suelo son de fácil aprovechamiento, causando la lixiviación de algunos y provocando así la falta del mismo en la planta que a la vez trae como consecuencia un retardo en el crecimiento y bajo rendimiento por deficiencia nutricional, por lo que se debe complementar los abonamientos al suelo con abonamientos foliares.

Inmersos en una época en la cual se intenta dar soluciones a la gran degradación de los suelos y ambiente, se busca la aplicación de abonos orgánicos, que favorezcan al crecimiento y rendimiento de las plantas y conserven el medio.

El abonamiento foliar por su naturaleza resulta más benéfico por el lugar de aplicación, dotando de los nutrientes necesarios para un mejor aprovechamiento por los estomas de la planta y continuar con un normal crecimiento, aumentando los rendimientos.

En Cajamarca no hay información sobre el abonamiento orgánico aplicado foliarmente en el cultivo de stevia, por tal razón se desea saber su influencia en el cultivo a nivel de invernadero.

1.2. Formulación del problema

¿Cómo influye el abonamiento orgánico aplicado foliarmente en el cultivo de la stevia (*Stevia rebaudiana B.*) a nivel de invernadero en Cajamarca?

1.3. Objetivos de la investigación

1.3.1. Objetivo general

Determinar la influencia del abonamiento orgánico aplicado foliarmente en el rendimiento del cultivo de stevia (*Stevia rebaudiana b.*) a nivel de invernadero en Cajamarca.

1.3.2. Objetivos específicos

- Determinar la influencia del abonamiento orgánico aplicado foliarmente en la altura de planta de stevia (*Stevia rebaudiana b.*) a nivel de invernadero.

- Determinar la influencia del abonamiento orgánico aplicado foliarmente en el número de tallos por planta de estevia (***Stevia rebaudiana b.***) a nivel de invernadero.
- Determinar la influencia del abonamiento orgánico aplicado foliarmente en la materia fresca del cultivo de estevia (***Stevia rebaudiana b.***) a nivel de invernadero.
- Determinar la influencia del abonamiento orgánico aplicado foliarmente en la materia seca del cultivo de estevia (***Stevia rebaudiana b.***) a nivel de invernadero.

1.4. Hipótesis de la investigación

El abonamiento orgánico aplicado foliarmente influye favorablemente en el rendimiento del cultivo de la estevia (***Stevia rebaudiana B.***) a nivel de invernadero en Cajamarca.

CAPÍTULO II

REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. Antecedentes teóricos de la investigación

EDAC e INCAGRO (2009) mencionan que, esta planta fue introducida al Perú hace una década y actualmente se ha incorporado en el portafolio de cultivos en pequeñas extensiones en Cajamarca, Amazonas, San Martín Ucayali y Apurímac de manera orgánica. La estevia no se presenta como un cultivo que desplace a cultivos tradicionales como el café, maíz, etc., sino como un rubro complementario en la diversificación productiva y una alternativa económica para el minifundio permitiendo un ingreso adicional a los agricultores.

Coronado (1986) en su trabajo de investigación “Efecto de cuatro abonos orgánicos en diferentes dosis para el cultivo de maíz en Cajamarca” determinó que a dosis de 20 t ha^{-1} de estiércol de cuy se comportó como uno de los mejores en el rendimiento con 3070 kg ha^{-1} , el estiércol de vacuno ocupó el segundo lugar con 2814 kg ha^{-1} , y luego el estiércol de ovino con 1983 kg ha^{-1} .

Castillo (1987) menciona que en su trabajo de investigación “Influencia de tres dosis de compost de vacuno, ovino y cuy, en el cultivo de zanahoria en Cajamarca” manifiesta que se encuentran mayores rendimientos con estiércol de cuy a una dosis de 12 t ha^{-1} , obteniendo un rendimiento de $26,250 \text{ kg ha}^{-1}$, en cambio los rendimientos son bajos en el compost de vacuno.

Cabrera (2001) en su trabajo de investigación “Abonamiento Orgánico al Suelo Complementado con Aplicaciones Foliarias en acelga” concluyó que el

abonamiento orgánico foliar al 20% y 40% superan notablemente al abonamiento al suelo con 10 t ha⁻¹ y 20 t ha⁻¹ mediante los contrastes ortogonales para rendimiento.

2.2. Bases teóricas

2.2.1. Generalidades del cultivo

2.2.1.1. Origen

***Stevia rebaudiana* Bertoni** es una planta originaria del sudeste de Paraguay, de la parte selvática subtropical de Alto Paraná. Esta planta fue usada ancestralmente por sus aborígenes, como edulcorante y medicina (Shock 1982).

Sin embargo, el género *estevia* consta de más de 240 especies de plantas nativas de Sudamérica, Centroamérica y México, con muchas especies encontradas en lugares tan lejanos como Arizona, Nuevo México y Texas. Por siglos las tribus Guaraníes de Paraguay y Brasil usaron diferentes especies de *estevia*, principalmente, ***Stevia rebaudiana***; ellos la llamaron **ka'a he'ê** o yerba dulce (Landazuri y Tigrero 2009)

2.2.1.2. Descripción Botánica

La ***Stevia rebaudiana* (Bert.) Bertoni**, pertenece a la familia Asteraceae es una planta herbácea perenne. Durante su desarrollo inicial no posee ramificaciones. Puede alcanzar hasta 90 cm de altura en su hábitat natural y en los trópicos puede llegar a tener alturas superiores a 100 cm. Se clasifica como una planta de día corto, situando el fotoperiodo crítico de 12 a 13 horas según el ecotipo (Landazuri y Tigrero 2009).

Fue descrita botánicamente en 1905, por el naturalista Moisés Santiago Bertoni, como una planta herbácea de 40 a 80 cm de altura (Cardozo 2006).

El género *Stevia* tiene más de 100 especies en el continente americano, donde es originaria, pero ***Stevia rebaudiana* (Bert.) Bertoni**, es la única especie con principios edulcorantes en las hojas (Grashoff citado por Cardozo 2006).

a. Raíz

Landazuri y Tigrero 2009 mencionan que la raíz es, pivotante, filiforme, y no profundiza, distribuyéndose cerca de la superficie.

Vargas y Sumida citados por Cardozo (2006) mencionan que la raíz es fibrosa, filiforme y perenne, formando abundante cepa que apenas ramifica y no profundiza, distribuyéndose cerca de la superficie, y es el único órgano que no contiene esteviósidos. Las raíces abundan en la superficie y las gruesas en las zonas más profundas del suelo.

b. Tallo

El tallo es anual, sub leñoso, pubescente, con tendencia a inclinarse, durante su desarrollo inicial no posee ramificaciones, tornándose multicaule después del primer ciclo vegetativo, llegando a producir hasta 20 tallos en 3 a 4 años. En condiciones óptimas, el tallo puede llegar hasta un metro y medio de altura (Felipe 1977).

c. Hojas

La *Stevia rebaudiana B.* tiene hojas elípticas, ovales o lanceoladas, algo pubescentes; presentan disposición opuesta en sus estados juveniles, y alternas cuando las plantas llegan a su madurez fisiológica, previa a la floración (Landazuri y Tigrero 2009).

Las hojas son pequeñas, simples con borde dentado, a veces con verticilos algo velludas. La hoja es el órgano con mayor contenido del edulcorante (C.C.N. citado por Cardozo 2006).

d. Flores

La flor es hermafrodita, pequeña y blanquecina; su corola es tubular, pentalobulada, en capítulos pequeños terminales o axilares, agrupados en panículas corimbosas (Shock 1982).

Una planta tarda más de un mes en producir todas sus flores (Cardozo 2006).

e. Fruto

El fruto es un aquenio que puede ser claro (estéril) u oscuro (fértil) y es diseminado por el viento (Gattoni 1945).

La planta es autoincompatible (protandria), por lo que la polinización es entomófila; se dice que es de tipo esporofítico y clasificada como apomíctica obligatoria (Monteiro 1982).

2.2.1.3. Taxonomía

Según (Melillo citado por Cortés 2012) la clasificación de la estevia (*Stevia rebaudiana* B.) es la siguiente:

Reyno	:	Vegetal
División	:	Magnoliopyta
Clase	:	Magnoliopsida
Orden	:	Asterales
Familia	:	Asteraceae
Género	:	Stevia
Nombre científico	:	Stevia rebaudiana Bertoni
Nombre común	:	Estevia, Caña jhe = dulce.

2.2.1.4. El cultivo

La estevia, es una planta que cuenta con un ciclo de cultivo y producción que abarca aproximadamente ocho meses, se adapta bien a diferentes tipos de suelos, como por ejemplo a los del norte del país en el Ecuador, Imbabura. La estevia se desarrolla muy bien en temperaturas mayores a los 24°C y con buena luminosidad para potencializar el endulzante (Zubaiten 2008).

Esta se siembra por esqueje, (parte del tallo que se enraíza) de los que se pueden empezar a ver los resultados en dos semanas con podas adecuadas. Lo que se cosecha de la planta, son las hojas basados en un manejo totalmente orgánico (Martínez et al. Citado por Cortés 2012).

La primera cosecha se inicia a los dos meses, logrando al año siete cosechas con una planta en producción por 5 o 6 años. (Zubaite 2008).

Es recomendable basarnos en el uso de un control biológico y alelopatía (repeler plagas con el uso plantas) para obtener óptimos resultados (Martínez et al. Citado por Cortes 2012).

Las técnicas para el cultivo comercial deben tratar de obtener más producción por unidad de superficie debiendo darse especial atención al suelo y a su composición, al trasplante en época adecuada, la densidad, la fertilización, el riego y los cuidados culturales. Si se busca una recuperación rentable y a las ves realmente fáciles, poco exigentes en materia de suelo y con abundante mercado bien podría elegirse el ka'á he'e, ya que en suelos ácidos y abandonados por degeneración pueden dar buenos resultados (ABC RURAL 1995).

Esta planta presenta poca o moderada resistencia a la sequía, el agua es importante en el rendimiento final de la materia seca, por lo cual el riego, es importante en los emprendimientos empresariales. La planta desde el momento de la plantación necesita de riego, éste debe de ser diario hasta que se inicie la brotación, luego cuando sea necesario y en cantidad suficiente, tampoco usar más agua de lo necesario, para esto se debe tener en cuenta la relaciona suelo-agua-planta (Molinas 2013).

2.2.1.5. Condiciones Climáticas

a. Altitud

El cultivo de la estevia es de ciclo corto y en países tropicales como Colombia, presenta un amplio rango de adaptación que va desde los 0 a los 2100 m.s.n.m.; sin embargo, se obtiene una mayor concentración de edulcorantes naturales entre los 500 y los 1100 m. de altitud (Tamayo 2006).

b. Precipitación

La estevia en su estado natural, crece en la región subtropical, semi húmeda de América, con precipitaciones que oscilan entre 1400 a 1800 mm. distribuidos durante todo el año (Landazuri y Tigrero 2009).

c. Temperatura

Siendo la ideal entre los 18 a 34 °C. resiste y prospera hasta los 43°C acompañado de precipitaciones frecuentes. Temperaturas entre los 5 y 15 °C no matan a la planta pero inhiben o detienen su desarrollo foliar y temperaturas inferiores a éstas matan a la planta (Muñoz citado por Cortes 2012).

d. Suelos

Se puede cultivar en suelos muy variados. En su estado original, la planta crece en suelos tanto de baja fertilidad, ácidos, de tipo arenoso como hasta orgánicos con alta humedad. Crece naturalmente en suelos de pH 4 - 5, pero crece bien entre 6,5 – 7,5 siempre que no sean salinos (Shock 1982).

El cultivo de estevia es poco exigente, adaptándose a diferentes tipos de suelos, con texturas desde francos arenosos a franco arcillosos y con alta humedad, con pH entre 5.5 y 7.5 (Zubaite 2008).

El ka'á he'e se puede cultivar en diversos tipos de suelos, en cuanto a la topografía la ideal es un terreno no muy accidentado, con un porcentaje de pendiente menor al 5%. Prospera muy bien en los suelos flojos, livianos, franco arcillosos, arena arcillosos o arcillo-arenosos, también soporta muy bien suelos ligeramente ácidos, con un pH que van de 5.5 a 6.5, que sería los niveles ideales (Gonzales et al. 2002).

Muchos elementos nutritivos, especialmente micro elementos pueden encontrarse en el suelo en forma no asimilable, debido a la dependencia de su solubilidad del pH del suelo.

En estos casos las aplicaciones al suelo suelen ser muy poco efectivas, en tanto que se puede aprovechar la facilidad de absorción de pequeñas cantidades de estos elementos por las hojas, que pueden ser suficientes para corregir las diferencias (Domínguez 1989).

Los fertilizantes son capaces de aumentar la producción, entre tanto para el agricultor no es suficiente que el fertilizante aumente la producción, es necesario que con la fertilización su ingreso aumente. En algunos casos las raíces de las plantas pierden la capacidad para absorber los nutrientes, al contrario la parte aérea está adaptada para realizar fotosíntesis y nunca

pierde la capacidad de absorber agua y nutrientes, siendo esta la capacidad básica para la fertilización foliar (Malavolta 1989).

De antiguo se conoce el efecto nutritivo sobre las plantas de las sustancias disueltas en el agua de lluvia por penetración a través de la hojas o absorción foliar fenómeno que ha sido comprobada hace una quincena de años por medio de los radio isotopos trazadores, poniéndose de manifiesto que las hojas no tiene la estructura impermeable que se creía, las cuales están capacitados para absorber sustancias minerales por el has y el envés (García y García 1982).

2.2.1.6. Plagas del cultivo

Según Guardia citado por Cortés (2012) las plagas del cultivo de estevia son las que se mencionan a continuación:

a. Pulgones

Los pulgones son insectos pequeños que viven en las regiones templadas de todo el mundo; son parásitos de plantas silvestres y comerciales, de las que extraen fluidos. Debido a que la planta de stevia exuda un líquido dulce en sus hojas, a veces se ven grupos de pulgones cuidados y protegidos por hormigas.

b. Mosca blanca

Insectos pequeños e alrededor de 0.42 cm. que son atraídos por la planta dulce, se alimentan fundamentalmente de las hojas ya que son insectos masticadores; son denominados vectores de virus ya que en su organismo trasladan un sinnúmero de enfermedades de un cultivo a otro.

c. Hormigas

Unas cuantas especies han desarrollado hábitos agrícolas o de pastoreo muy especializados. La hormiga cosechera roja (hormiga agrícola), frecuenta los campos donde hay cultivos dulces como la estevia, recolectando y almacenando pedazos de hojas. Estas hormigas soldado no hacen casi nada más que partir las hojas para que coman las demás. Las

especies de América tropical reciben el nombre de cortadoras de hojas u hormigas parasol porque las trabajadoras cortan trozos de determinadas hojas que son acarreados de vuelta al hormiguero, donde se usan como „compost“ para fertilizar los cultivos de hongos.

d. Babosas

Molusco gasterópodo terrestre emparentado con el caracol pero con el caparazón representado por una placa córnea interna situado por encima de la cavidad respiratoria. Las babosas se alimentan de vegetación y a menudo suben a los árboles en busca de alimento, descendiendo después de ellos por medio de un hilo mucoso segregado por una glándula que se abre en el borde anterior del pie. La gran babosa gris, que en ocasiones alcanza los 10 cm de longitud, puede causar grandes daños en los cultivos, sobre todo en los invernaderos y los jardines de hortalizas.

2.2.1.7. Enfermedades del cultivo

EDAC e INCAGRO (2009) mencionan que las principales enfermedades que atacan al cultivo de estevia son las que se mencionan a continuación:

a. Seda blanca

Causada por el hongo *Sclerotium rolfsii*. Este hongo ataca a las plantas adultas y puede causar alta mortandad en el lugar definitivo. Produce mancha algodonosa alrededor del cuello de la planta. El hongo sobrevive en el suelo por mucho tiempo por lo tanto el control debe estar orientado a una prevención. La transmisión se da por heridas causadas por insectos, implementos agrícolas y por ataques de nemátodos.

b. Mancha foliar o septoriosis

Tiene como agente causal a la *Septoria steviae* Speg., Presenta los siguientes síntomas: pequeñas manchas foliares de color marrón claro a marrón oscuro, de forma irregular y contorno (halo) amarillento. Es favorecido en condiciones de alta humedad (lluvias continuas, rocío y

neblina) y temperaturas elevadas; con suelos mal drenados y aireación deficiente.

c. Mancha negra o alternariosis

Tiene como agente causal al hongo *Alternaria steviae*, Presenta manchas más grandes que las provocadas por la *Septoria* que empiezan a desarrollarse en la margen de las hojas y llegan a afectar el tallo y los órganos florales. Cuando entra en esta última etapa se produce la caída de las hojas, principalmente de las inferiores. Los factores predisponentes son la alta humedad (lluvias frecuentes, rocío y neblina) y temperaturas relativamente cálidas.

d. Oidium

Tiene como agente causal al *Oidium sp.* Los síntomas se inician con un crecimiento blanco en la superficie de las hojas y ramas. A medida que el hongo crece las zonas afectadas se vuelven amarillas y finalmente se necrosan.

e. Roya blanca

Enfermedad que tiene como agente causal al *Albugo sp*, se reporta sobre los 1700 m.s.n.m, se presenta en forma de pústulas de color blanco amarillento en el envés de la hoja, afectando fuertemente la calidad de la hoja.

2.2.1.8. Técnicas de propagación

EDAC e INCAGRO (2009) en su manual técnico mencionan que existen dos tipos de propagación, una propagación sexual y otra asexual. Estos dos tipos de propagación se mencionan a continuación:

a. Técnicas de propagación sexual

Los almácigos deben establecerse en una parcela que satisfaga los requisitos que se mencionan a continuación:

- Tener en cuenta que la semilla botánica tiene bajo porcentaje de germinación y longevidad corta.
- Que sea un lugar alto, para facilitar el drenaje del exceso de agua; sin árboles frondosos que puedan interferir con la exposición a la luz solar; próxima a la vivienda del dueño o encargado para facilitar el cuidado de las plántulas, con abundante agua limpia (manantial o pozo profundo) para el riego que se les deberá aplicar.
- Que esté alejada de una plantación comercial o de algún lugar en el que, en recientes años, haya sido cultivada la misma especie u otras susceptibles al ataque de las mismas enfermedades o plagas que el ka'a he'e.
- Que ofrezca la posibilidad de construir los almácigos con una orientación de Este a Oeste, para un mejor aprovechamiento de la luz solar por las futuras plántulas.
- Que no se halle infestada de malezas de difícil erradicación.
- El suelo de las almacigueras deberá ser profundo (por lo menos 30 cm de profundidad), con pH 6 a 6,5, fértil, suelto, con buen drenaje interno (desagüe) y, en lo posible, con alto contenido de materia orgánica bien descompuesta.
- Se recomienda un área de 100 m² de almácigo para una producción de 100,000 plantones.
- La semilla deben presionarse suavemente en las camas de almácigo y regar frecuentemente por 7 días.
- Utilizar media sombra al 50 %, colocada sobre arcos, permaneciendo de 20 a 30 días después de la siembra.
- Realizar labores culturales oportunas.
- El repique se realiza a raíz desnuda o en bolsas de polietileno.

b. Técnicas de propagación asexual

Las camas de propagación deben establecerse en una parcela que satisfaga los requisitos que se mencionan a continuación:

- Usar plástico transparente de 120 a 150 micras de espesor colocados en la cama de propagación en forma de túnel.

- Utilizar esquejes terminales y sub terminales de 10 cm (3 – 4 nudos) antes que la planta madre haya emitido botones florales.
- La profundidad de siembra del esqueje no debe ser menor a 3 cm y no quitar las hojas ya que propician mejor enraizamiento.
- Humedecer previamente el sustrato a capacidad de campo, luego los esquejes son regados en forma abundante.
- Transcurridos los 20 días se procede a retirar en forma lenta los extremos del túnel (plástico) de manera que se disipe lentamente la humedad y los esquejes se adapten al medio ambiente normal.
- A los 60 días retirar la totalidad del plástico.
- Realizar las prácticas culturales convenientemente.

2.2.1.9. Técnicas de producción

Manejo agronómico

EDAC e INCAGRO (2009) consideran que se deberá tener en cuenta lo siguiente:

- Realizar oportuna y buena preparación de suelos, aplicando 20 – 30 tm. ha⁻¹ de compost.
- El pH del suelo recomendado es 5.5 – 6.5.
- El distanciamiento de siembra es de 0.40 a 0.50 m x 0.20 m teniendo una densidad de 100,000 plantones por hectárea.
- Entre los 60 – 70 días realizar el corte de uniformización para permitir un brotamiento homogéneo.
- Para la fertilización deberá tenerse en cuenta el análisis de suelos de un laboratorio especializado, esta debe hacerse a la siembra y después de cada cosecha con la siguiente formulación: 162 – 19 – 140 de N-P-K.
- El riego es fundamental (no resiste la sequía).
- Una de las operaciones que determinan el éxito en la producción del cultivo de estevia es el control eficiente de malezas, por sobre todo en forma oportuna.

- Necesariamente el cultivo deberá estar libre de la presencia de malezas las cuales compiten en agua y nutrientes con el cultivo, siendo muy recomendable el uso de cobertura muerta.
- Realizar el corte en botón floral o hasta el 10 % de floración (flor abierta), mínimo a 5 cm sobre el nivel del suelo, realizando inmediatamente la pre limpieza (eliminación de hojas basales negras y marrones).
- Cosechar en tiempo seco o cuando el rocío se haya levantado.

2.2.2. La nutrición foliar

En la mayoría de los sistemas agrícolas, la fertilización de cultivos se realiza aplicando los nutrientes directamente al suelo. La eficiencia de este tipo de fertilización depende tanto de la capacidad de la planta para movilizar los nutrientes desde las raíces hasta los diferentes órganos y tejidos, como de las condiciones del suelo (pH, disponibilidad de agua, temperatura y contenido de arcillas, entre otros) y de la forma de presentación del fertilizante (en polvo, granulado, líquido, etc.). Cuando la planta se encuentra bajo condiciones de estrés o en suelos con baja disponibilidad de nutrientes, los tejidos de su parte aérea experimentan deficiencias nutricionales que la planta por sí sola no puede mitigar. Para resolver dichas carencias, se emplea la fertilización foliar, técnica que consiste en aplicar disoluciones de nutrientes directamente sobre el tejido foliar, lo cual permite corregir rápidamente las deficiencias nutricionales y ayuda a la planta a recuperar su homeostasis metabólica (Weinbaum, Brown y Johnson 2002).

La fertilización foliar no compite con la aplicación tradicional de fertilizantes al suelo, sino que la complementa, lo cual ayuda a que los cultivos alcancen altos niveles de producción (Trinidad y Aguilar 2000; Trejo-Téllez, Rodríguez-Mendoza, Alcántara-González y Gómez-Merino 2007).

La fertilización foliar no es una técnica nueva. En 1844 se reportó en Francia la aplicación de sulfato de hierro (II) en el follaje de la vid para corregir la clorosis en las plantas; adicionalmente, para esa época en diferentes partes del sur de Europa ya la fertilización foliar era ampliamente utilizada por los agricultores (Soria 2008). Sin embargo, los procesos que regulan la

penetración de los nutrientes a través de la superficie de la hoja no son ampliamente conocidos. La comprensión adecuada de tales procesos es indispensable tanto para realizar fertilizaciones foliares efectivas como para identificar las causas que provocan fallos en la aplicación.

La absorción foliar de nutrientes a través de la hoja se puede visualizar como un proceso compuesto de tres etapas:

Etapa 1: Retención del producto en la hoja. En esta etapa, el nutriente es aplicado por aspersión sobre la superficie de la hoja; es recomendable que el nutriente se mantenga en contacto con la hoja el mayor tiempo posible, preferiblemente de 3 a 4 horas, lo que aumenta la probabilidad de ser absorbido por esta (Fageria, Barbosa, Moreira y Guimaraes 2009).

Generalmente, condiciones de alta humedad relativa favorecen la permeabilidad de la cutícula; la temperatura media (20°C) y el uso de agentes tensoactivos ayuda a que la gota que contiene los nutrientes se mantenga por más tiempo en contacto con la superficie foliar (Stevens, Baker y Anderson 1988; Tarango 1992).

Etapa 2: Transporte del nutriente a las células. En esta fase el nutriente es transportado a través de las diferentes capas de la hoja, donde supera una serie de barreras naturales, hasta llegar a las células epidermales.

Etapa 3: Movimiento del nutriente hasta los órganos. En este paso los nutrientes son transportados desde las células epidermales hasta los órganos donde la planta los requiera, para lo cual atraviesan espacios intercelulares (apoplasto) o células de diferentes tejidos (simplasto). Una vez que los nutrientes llegan al tejido vascular (xilema y especialmente floema), se acelera dramáticamente su movilidad hasta los tejidos destino.

Es la segunda etapa del proceso de absorción el paso limitante de todo el mecanismo, por lo que la mayor parte de estudios se enfocan en ello.

a. Anatomía de la hoja

En la Figura 1 se muestra un esquema que describe las capas de la hoja que deben atravesar los nutrientes durante el proceso de absorción foliar,

para poder llegar a los sitios donde realizan su función bioquímica (Wójcik 2004).

La epidermis es el tejido protector de la hoja; cubre la superficie de la planta protegiéndola de pérdidas excesivas de agua por transpiración, así como de la pérdida excesiva de solutos orgánicos e inorgánicos por lixiviación (Radosevich, Holt, y Ghera 1997; Romheld y El-Fouly 1999; Wójcik 2004). Las células de la epidermis secretan la sustancia denominada cutina, un polímero compuesto de ácidos grasos hidroxilados entrecruzados, que da origen a una capa lipofílica llamada *cutícula* y que juega un papel central en las relaciones hídricas de la planta y la interacción de la hoja con elementos externos. Inclusive, se ha demostrado que la secreción de ceras que conforman la cutícula puede reducir la infección de patógenos foliares (Mohammadian, Watling y Hill 2009). Existe una gran variabilidad entre especies en el grosor y composición de la cutícula. Esta variedad se traduce no solamente en diferencias en la capacidad de la hoja de minimizar su riesgo de deshidratación, sino que también afecta la movilización de solutos a través de la cutícula, tanto hacia el interior como el exterior de la epidermis (Baur, Schnherr y Buchholz 1997). Generalmente, especies con mayor cantidad de ceras presentan menores tasas de movilidad de sustancias a través de la cutícula. También, las características de la cutícula varían con la edad de la hoja y esto afecta directamente procesos como la transpiración: hojas jóvenes tienden a tener altas transpiración que se reducen progresiva y proporcionalmente con respecto al aumento en la acumulación de ceras en la cutícula (Hauke y Schreiber 1998).

Las cutículas vegetales son membranas sólidas de lípidos formadas por cutina, cutan (biopolímero de cadena alifáticas), ceras y algunos polisacáridos. La cutícula constituye la barrera principal que deben superar los solutos para iniciar el proceso de absorción dentro de la planta (Radosevich *et al.* 1997). La cutícula es de naturaleza hidrofóbica, aunque también posee componentes hidrofílicos; está compuesta por biopolímeros de alto peso molecular como cutina y pectina, y por ceras epicuticulares hidrofóbicas C14-C72 (Holloway 1993) y ceras incrustadas

(Figura 1). Hauke y Schreiber (1998) determinaron que la cantidad de ceras no-polares de la cutícula de *Hedera hélix* representó el doble que las polares. A pH fisiológico (~7,4) la cutícula posee una carga negativa (Hess y Foy 2000; Radosevich *et al.* 1997), lo que favorece la interacción y, en algunos casos, la absorción de iones positivos (Fernández y Eichert 2009; Tyree, Scherbatskoy y Tabor, 1990^a; Tyree, Tabor y Wescott 1990^b).

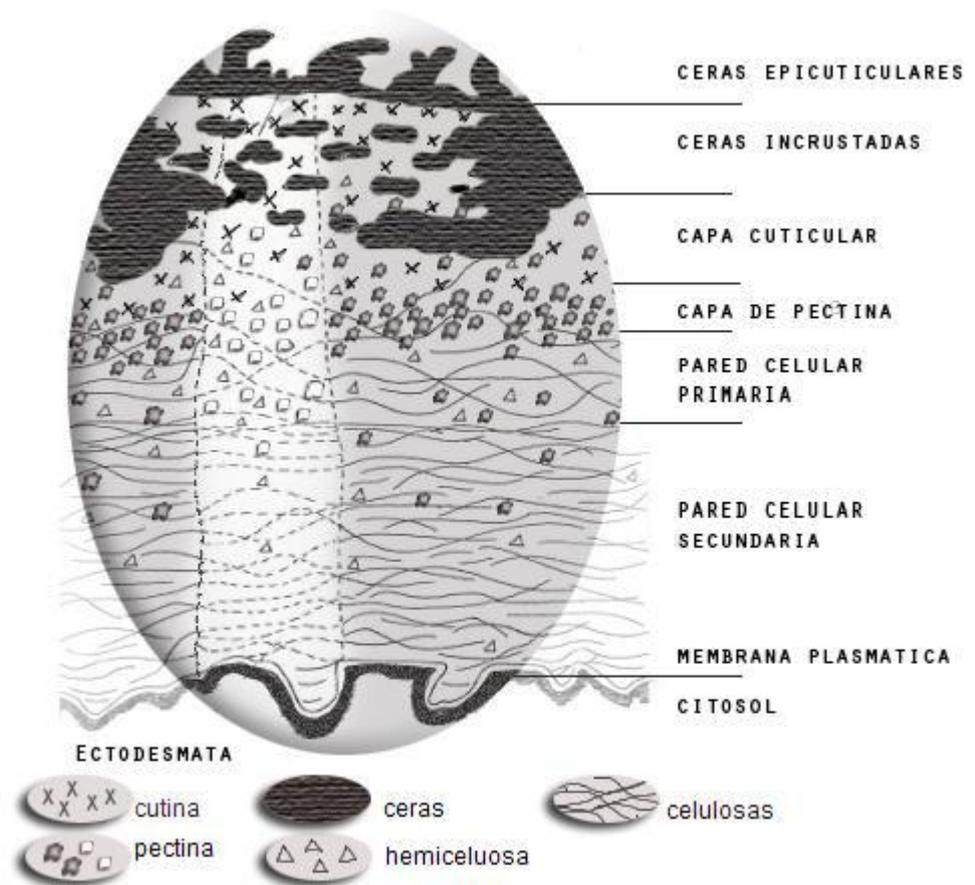


Figura1. Esquema general de la pared exterior de una hoja (modificado de Wójcik 2004)

El componente más externo de la cutícula es la cera superficial (cera epicuticular), la cual se encuentra incrustada en la matriz de cutina. Esta cera de naturaleza hidrofóbica está constituida por largas cadenas de alcanos, alcoholes, aldehídos, ácidos grasos, cetonas y ésteres, que se

encuentran acomodados de manera paralela a la superficie de la planta (Radosevich *et al.* 1997; Romheld *et al.* 1999; Wójcik 2004).

El segundo componente de la cutícula es la cutina, la cual está compuesta por polímeros, ácidos grasos hidroxilados y algunos ácidos grasos hidroxiepóxicos que, en conjunto, poseen propiedades semihidrofílicas. Dentro de este grupo de ácidos grasos esterificados aparecen grupos hidroxilo y carboxilo libres, por lo que se establece una relación hidrofílico/lipofílico en la capa de cutina, la cual influye en el proceso de absorción, al permitir que tanto solutos polares como no polares puedan penetrar la capa cuticular (Baur *et al.* 1997; Hess *et al.* 2000; Marschner 1986; Mengel y Kirkby 1987; Radosevich *et al.* 1997; Tyree *et al.* 1990a; Wójcik 2004).

El tercer componente de la cutícula se encuentra en la base de esta misma, junto a la pared celular, y se denomina pectina. La pectina se presenta en forma de fibras y está constituida por polímeros de ácido galacturónico, los cuales son responsables de que adquiera una carga negativa. Junto a las fibras de pectina se encuentran la celulosa y la hemicelulosa, las cuales poseen grupos hidroxilos y carboxilos libres que también aportan cargas negativas a la capa de pectina (Yamada *et al.* 1964, citado por Hess *et al.* 2000; Marschner 1986; Meléndez y Molina, 2002; Wójcik 2004).

La cutícula seca es casi impermeable al agua; sin embargo, al humedecerse se hincha y aumenta su permeabilidad permitiendo, de esta forma, la penetración de los nutrientes (Crocomo, Neptune y Reyes-Zumeta 1965; Meléndez y Molina 2003). Los polímeros que contienen grandes cantidades de grupos funcionales polares absorben agua mediante puentes de hidrógeno. Dependiendo de la distribución de los grupos polares, dentro del polímero lipofílico se pueden desarrollar grupos (clústers) acuosos aislados, o una fase acuosa continua, en caso de distribuirse los grupos polares de forma homogénea; las estructuras formadas se denominan poros acuosos y son estructuras dinámicas que se desarrollan únicamente en la presencia de agua (Schönherr 2006). Las cadenas en la cutícula se encuentran unidas mediante fuerzas

intermoleculares, incluidos puentes de hidrógeno entre las moléculas de agua dentro de la estructura y los grupos polares. Sin embargo, cuando la cutícula seca se humedece, las moléculas de agua que se internan establecen nuevos enlaces de hidrógeno y provocan que la estructura de la cutícula se abra; lo anterior genera canales, poros y cavidades de diversos tamaños en su estructura con grupos aniónicos que permiten el transporte de nutrientes hacia las células.

b. Rutas de absorción foliar

Los estomas son pequeños poros localizados en la superficie de las hojas; se consideran parte de la epidermis y están compuestos por células modificadas que tienen la capacidad de abrirse y cerrarse para regular el intercambio gaseoso. Por ejemplo, a través de los estomas ocurre la entrada de dióxido de carbono y la salida de oxígeno, subproducto de la fotosíntesis, así como la salida de vapor de agua en los procesos de transpiración. Contrario a la creencia popular, la absorción de nutrientes a través de los estomas es poco probable, se le atribuye la mayoría de la absorción a la cutícula. Se considera que la absorción por estomas es difícil porque el contacto gota-estoma es mínimo, debido a que las gotas son más grandes que la apertura estomática, y porque el agua tiene alta tensión superficial (Schönherr y Bukovac 1972). Adicionalmente, la difusión del soluto tendría que ocurrir mayoritariamente de una fase líquida a una gaseosa, lo que es poco probable (Trejo-Téllez et al. 2007). La cutícula, por su mayor capacidad de intercepción de las gotas, su elevada superficie de contacto y su composición química, es considerada la ruta predominante en el proceso de absorción foliar. Cuando los solutos se mueven a través de las distintas capas de la hoja, interactúan con las ceras epicuticulares, la cutícula, las capas de pectina, la pared celular y la membrana celular. Los solutos se difunden a través de las capas de la hoja, debido a un gradiente de concentración que se establece entre la disolución aplicada sobre la superficie de la hoja y la concentración de soluto en las células.

Se han propuesto dos posibles rutas de absorción de nutrientes (Radosevich *et al.* 1997), las cuales se muestran en la Figura 2. La primera ruta se denomina *acuosa* y en ella intervienen la cutina y la pectina, en tanto la segunda es considerada *lipídica* e involucra a las porciones no polares de la cutícula.

De acuerdo con Radosevich y colaboradores (1997) en la ruta acuosa, luego de atravesar la capa epicuticular en la superficie de la hoja, el nutriente se mueve por las secciones donde se encuentran los componentes polares. Por el contrario, en la ruta *lipídica* los solutos no polares atraviesan la barrera cuticular por difusión molecular a través de los componentes lipofílicos; se cree que la difusión de las sustancias ocurre a través de las ceras que se encuentran en estado amorfo (Hess *et al.*, 2000; Radosevich *et al.* 1997).

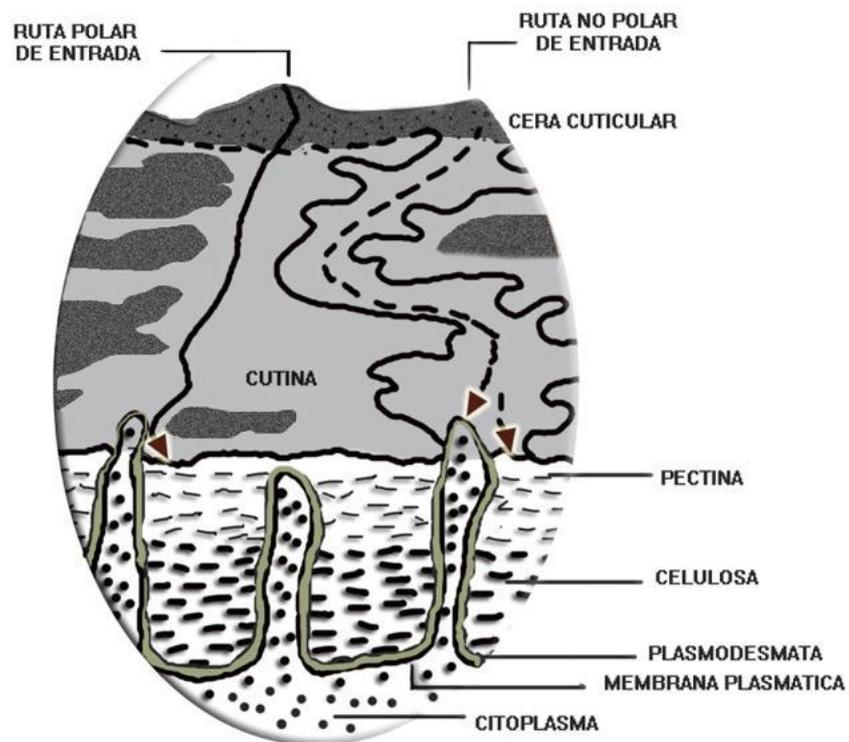


Figura 2. Esquema de las rutas de absorción foliar (modificado de Radosevich *et al.* 1997)

En el pasado se ha sugerido que los ectodesmos, canales perpendiculares a la cutícula, constituyen también posibles zonas de absorción de nutrientes. Tales estructuras son zonas ubicadas entre la cutícula y la membrana celular de las células epidérmicas donde la deposición de ceras, cutina, pectina, celulosa, etc., ha sido limitada, lo que forma una especie de canal conector entre la superficie de la cutícula y la célula, por donde se facilita el flujo de solutos (Trejo-Téllez *et al.* 2007; Trinidad y Aguilar 1999). Sin embargo, la importancia de los ectodesmos en el proceso de absorción foliar no ha sido confirmada. Recientemente, se han descubierto poros acuosos que se forman producto de la hidratación de dipolos permanentes de grupos funcionales iónicos que se encuentran en la base de tricomas y en las paredes anticlinales de la epidermis. Estos poros acuosos, aparentemente, tienen la capacidad de facilitar la absorción de solutos a través de la cutícula y el movimiento del soluto hasta la pared celular de las células epidérmicas (Schönherr 2006).

c. Transporte por medio de la membrana celular

La membrana celular está formada en su mayor parte por proteínas y lípidos. Los lípidos que conforman la membrana tienen un esqueleto de glicerol tricarbonado, al que se esterifican dos ácidos grasos de cadena larga. Como los ácidos grasos son de naturaleza hidrofóbica y el esqueleto de glicerol es hidrofílico, los lípidos son considerados anfipáticos: una parte de su estructura es de naturaleza polar (la cabeza) y la otra parte de su molécula es no polar (la cola). En la membrana celular, las zonas hidrofóbicas de los lípidos se orientan hacia el interior de la misma (Salisbury y Ross 2000).

La membrana celular regula, empleando proteínas, la entrada de moléculas a las células de la planta. Con el uso de proteínas catalíticas para bombear protones, se crea un gradiente protónico a través de la membrana (Hess *et al.* 2000; Salisbury y Ross 2000), el cual se establece por la diferencia de pH y de cargas a ambos lados de esta. Las diferencias de pH oscilan entre 5 y 8, donde el valor más alto corresponde al de la parte interna de la membrana. Consecuentemente, si los solutos

son ácidos, el pH del medio puede afectar directamente su movimiento a través de la membrana, ya que se altera su solubilidad en los lípidos, debido a la ionización (Hess *et al.* 2000).

Otras proteínas de la membrana forman canales a través de los cuales se transportan los solutos. En los canales la mayor parte del transporte ocurre por difusión o movimiento pasivo; los solutos hidrofóbicos penetran con una rapidez que se relaciona positivamente con su solubilidad (Hess *et al.* 2000; Salisbury y Ross 2000). El movimiento de las sustancias hidrofílicas a través de la membrana está condicionado por el tamaño de la molécula y por el coeficiente de partición aceite/agua de la misma, el cual puede ser influido por el pH celular. Las moléculas e iones hidrofílicos, cuya solubilidad lipídica es similar, penetran la membrana a una velocidad inversamente proporcional a su tamaño (Hess *et al.* 2000; Salisbury y Ross 2000).

Una vez que los solutos atraviesan la membrana plasmática, llegan al citoplasma y luego son translocados a través del floema o transportados con el movimiento del agua en el xilema hacia las regiones donde son utilizados para mantener el metabolismo y crecimiento de la planta (Frossard, Bucher, Mächler, Mozafar y Hurrell 2000).

2.2.3. Fertilización foliar

En la fertilización foliar, los nutrientes son aplicados por aspersion sobre la superficie de las hojas. Esta técnica no substituye a la tradicional fertilización al suelo, más bien la complementa, pues permite abastecer a las plantas de nutrientes que no pueden obtener mediante la fertilización edáfica. Adicionalmente, para ciertos nutrimentos y cultivos, en ciertas etapas del desarrollo de la planta y del medio, la aplicación foliar es más ventajosa y a veces más eficiente en la corrección de deficiencias que la fertilización edáfica (Trinidad y Aguilar 1999).

El suministro de nutrientes a través del sistema radicular durante sequías o en suelos salinos está restringido, debido al efecto negativo que ejercen la ausencia de agua y la salinidad sobre la disponibilidad de nutrientes.

La eficacia de la fertilización foliar es mayor que la aplicación de fertilizante al suelo en tales situaciones, pues, por un lado el nutriente requerido es suministrado directamente sobre el sitio de demanda en las hojas, lo que permite una absorción relativamente rápida (e.g. 0,5-2 h para N y 10-24 h para el K) y, por otra parte, la aplicación foliar tiene independencia de la actividad radicular y de la disponibilidad de agua en el suelo (Hu, Burucs y Schmidhalter 2006).

La comprensión de las propiedades lipofílicas/hidrofílicas de los solutos es importante para explicar el proceso de absorción a través de la cutícula de la planta. Así, por ejemplo, al conocer la solubilidad en agua del nutriente o determinar el coeficiente de partición octanol/agua (K_{ow}) para el soluto, se podría tener una idea de la facilidad con que el nutriente se difunde a través de la hoja: un soluto lipofílico posee un valor de K_{ow} alto, en tanto que un soluto hidrofílico posee un K_{ow} bajo (Hess *et al.* 2000). Paralelamente, los solutos que poseen grupos ionizables (-COOH,-OH) presentan coeficientes de partición que son directamente afectados por el estado en el que se encuentre el grupo ionizable: en su forma protonada el soluto es más lipofílico, pero en su forma aniónica el soluto tiene un carácter más hidrofílico (Hess *et al.* 2000).

A la hora de preparar la formulación foliar se debe controlar el pH de la disolución, utilizar agentes tensoactivos y adherentes, en conjunto con el agroquímico, y regular el tamaño de la gota del fertilizante líquido (Trinidad y Aguilar 1999). En general, si se fertiliza utilizando dosis altas del soluto, se favorecerá una mayor y más rápida absorción (Knoche, Petracek y Bukovac 1994), pues se favorece el establecimiento del gradiente de concentraciones. Sin embargo, si se aplican concentraciones excesivamente altas de sales, se podría dañar la epidermis de la hoja, al deshidratar sus células y causar necrosis foliar. En ese sentido, se hace muy importante determinar la dosis óptima para facilitar la absorción del soluto, sin dañar el tejido foliar (Trejo-Téllez *et al.* 2007).

Por lo tanto la absorción de nutrientes vía foliar ocurre como resultado de un gradiente que se establece entre la concentración de la disolución aplicada sobre la superficie de la hoja y la correspondiente en el interior de la

epidermis (células). Cuando la cutícula seca se humedece, las moléculas de agua interactúan, mediante puentes de hidrógeno, con los grupos ionizables de las cadenas carbonadas, con lo cual provocan que estas últimas se separen formando canales, poros y cavidades que permiten el transporte de nutrientes, desde la superficie de la hoja hacia las células epidermales.

Con el objetivo de maximizar la eficiencia del proceso de absorción de nutrientes a nivel foliar, es necesario considerar tanto las características de la cutícula y epidermis de la planta, como las características físico-químicas de los fertilizantes a utilizar, de tal forma que se favorezca la penetración de estos a través de la epidermis. Existen nuevas formulaciones y fuentes de fertilizantes con mayores eficiencias de absorción. Ejemplo de estos nuevos productos son las formas quelatadas de elementos menores, la combinación con adyuvantes como los órgano-silicones e inclusive la aplicación foliar de péptidos de cadena corta y aminoácidos libres. El desarrollar estos productos tomando en cuenta las diferentes etapas de la absorción y las barreras que el nutriente debe atravesar, incrementará la eficiencia de las aplicaciones y, además, reducirá el riesgo de fitotoxicidad en el cultivo.

2.2.4. Los abonos orgánicos

Según la FAO (2007) La preocupación de todo agricultor es como mejorar su producción, en cantidad y calidad, sin aumentar los costos de producción. Para ello existe la alternativa de preparar sus propios abonos.

El estiércol es la principal fuente de abono orgánico y su apropiado manejo es una excelente alternativa para ofrecer nutrientes a las plantas y a la vez mejorar las características físicas y químicas del suelo.

De todos los forrajes que consumen los animales (ovinos, vacunos, camélidos y cuyes), sólo una quinta parte es utilizada en su mantenimiento o incremento de peso y producción, el resto es eliminado en el estiércol y la orina.

Tabla 1. Composición química del estiércol

COMPOSICIÓN QUÍMICA DEL ESTIÉRCOL (O GUANO)								
ESPECIE ANIMAL	MATERIA SECA %	N %	P2O5 %	K2O %	CaO %	MgO %	SO4 %	
Vacunos (f)	6	0,29	0,17	0,10	0,35	0,13	0,04	
Vacunos (s)	16	0,58	0,01	0,49	0,01	0,04	0,13	
Ovejas (f)	13	0,55	0,01	0,15	0,46	0,15	0,16	
Ovejas (s)	35	1,95	0,31	1,26	1,16	0,34	0,34	
Caballos (s)	24	1,55	0,35	1,50	0,45	0,24	0,06	
Caballos (f)	10	0,55	0,01	0,35	0,15	0,12	0,02	
Cerdos (s)	18	0,60	0,61	0,26	0,09	0,10	0,04	
Camélidos (s)	37	3,6	1,12	1,20	s.i.	s.i.	s.i.	
Cuyes (f)	14	0,60	0,03	0,18	0,55	0,18	0,10	
Gallina (s)	47	6,11	5,21	3,20	s.i.	s.i.	s.i.(f)	
(f) Fresco, (s) seco, (s.i.) sin información.								
Fuente SEPAR, 2004. Boletín Estiércoles								

La variación en la composición del estiércol depende de la especie animal, de su alimentación, contenido de materia seca (estado fresco o secado) y de cómo se le haya manejado.

Para la práctica y uso en general se puede considerar que el estiércol contiene: 0,5 por ciento de nitrógeno, 0,25 por ciento de fósforo y 0,5 de potasio, es decir que una tonelada de estiércol ofrece en promedio 5 kg de nitrógeno, 2,5 kg de fósforo y 5 kg de potasio. Al estar expuesto al sol y la intemperie, el estiércol pierde en general su valor.

Se debe evitar el uso del estiércol fresco, debido a que puede tener gérmenes de enfermedades, semillas de malas hierbas que se pueden propagar en los cultivos; por lo que es casi imposible abastecer las necesidades de los cultivos sólo mediante el estiércol. Otra fuente de fertilización para las plantas es la orina animal, que cuando es fermentada (llamada «purín») constituye un abono líquido rico en nitrógeno y fósforo.

2.2.4.1. Estiércol de vacuno

Camasca (1998) menciona que el estiércol puede usarse como estiércol descompuesto o como estiércol fresco, teniendo las siguientes ventajas:

Estiércol descompuesto: no causa quemaduras en las plantas tiernas, las semillas de malas hierbas son destruidas durante la fermentación que siempre tiene lugar en el estercolado o en la cama de los establos, no causa pérdidas de nitrógeno y es más fácil de manipular.

Estiércol fresco: solubiliza muchos compuestos insolubles en el suelo, incrementa la flora microbiana del suelo, mejora las estructuras de los suelos fuertes o suelos arcillosos y hay una menor pérdida de nutrientes por percolación.

El estiércol de ganado vacuno por el mayor contenido de agua y menor de heces, se descompone lentamente y su temperatura se eleva débilmente (estiércol frío). En suelos compactados o arcillosos es conveniente el empleo de dosis altas de estiércol (mayores de 30 t ha⁻¹), en suelos francos las dosis deben ser medias. Las hortalizas que responden mejor a las aplicaciones de estiércol son aquellas cuyas hojas van a ser de consumo (Guerrero 1993).

Tabla 2. Composición química del estiércol de vacuno

Materia seca %	N %	P ₂ O ₅ %	K ₂ O %	CaO %	MgO %	SO ₄ %
EN LAS DEYECCIONES SOLIDAS						
16	0.29	0.17	0.1	0.35	0.13	0.04
EN LAS DEYECCIONES LIQUIDAS						
6	0.58	0.01	0.49	0.01	0.04	0.13
Fuente: GUERRERO, J. (1993).						

IGNATIEF y PAGE (1996) sostienen que el estiércol de vacuno comparado con los fertilizantes comerciales en igualdad de peso es pobre en nutrientes para las plantas especialmente en fósforo por lo que se le aplicara en cantidades elevadas, el potasio contenido es tan asimilable como el de los fertilizantes químicos, pero solo una fracción de nitrógeno es soluble y directamente asimilable como el de la mayoría de fertilizantes químicos, ya que el 50% se encuentra en la orina y rápidamente descompuesto en amoníaco por microorganismos, el cual se volatiliza en seguida, siendo su conservación el problema principal en el manejo.

Buckman (1993) menciona que el estiércol abaste especialmente de organismos activos, que en presencia de nitrógeno, causa una humificación rápida y eficaz. Aproximadamente la mitad del nitrógeno y los tres quintos de la potasa de un estiércol están en condición soluble; así la posibilidad de pérdidas por lavado es por lo general grande, aun cuando el estiércol no esté expuesto a una lluvia abundante. Además la descomposición, tanto de naturaleza aerobia,

como anaerobia puede causar una pérdida de nitrógeno en forma amoniacal, nitratos y otras formas elementales.

2.2.4.2. Estiércol de ovino

Medina (2005) menciona que las propiedades del estiércol de ovino oscilan entre las del bovino y la gallinaza; el porcentaje del nitrógeno de la gallinaza es de 2.8 % y el del bovino 1.8 % y el ovino 2.0 %. El efecto sobre la estructura del suelo es mediano. La persistencia es de tres años, aproximadamente el 50 % el primer año, 35 % el segundo año y el 15 % el tercer año. Es un producto muy apreciado en horticultura con buenas respuestas agronómicas y sin apenas problemas de gestión. La forma de uso es orgánica. Se utiliza en cantidades prudentes porque aunque se trata de un producto de calidad, el costo final, incluyendo el reparto y transporte es elevado.

Tortosa et al. (2012) en su investigación muestra que la caracterización agroquímica de un estiércol de oveja es la que se muestra a continuación:

Tabla 3. Composición química del estiércol de ovino

Humedad (%)	38,5
pH	8,51
Materia orgánica (%)	45,6
Carbono orgánico total (COT, %)	25,2
Nitrógeno total (NT, g kg ⁻¹)	17,7
Amonio (NH ₄ ⁺ , mg kg ⁻¹)	889
Nitrato (NO ₃ ⁻ , mg kg ⁻¹)	520
Nitrito (NO ₂ ⁻ , mg kg ⁻¹)	nd
Relación C/N	14,3
Fósforo (P, g kg ⁻¹)	2,2
Potasio (K, g kg ⁻¹)	16,5
Calcio (Ca, g kg ⁻¹)	100,9
Magnesio (Mg, g kg ⁻¹)	18,7
Sodio (Na, g kg ⁻¹)	3,9
Azufre (S, g kg ⁻¹)	3,2
Hierro (Fe, mg kg ⁻¹)	4139
Cobre (Cu, mg kg ⁻¹)	51
Manganeso (Mn, mg kg ⁻¹)	226
Cinc (Zn, mg kg ⁻¹)	185
Plomo (Pb, mg kg ⁻¹)	12
Cromo (Cr, mg kg ⁻¹)	19
Niquel (Ni, mg kg ⁻¹)	25
Cadmio (Cd, mg kg ⁻¹)	nd
Fuente: Medina, D. (2005)	

2.2.4.3. Estiércol de cuy

Guerrero (1993) menciona que el estiércol de cuy considerado en el Perú antiguo como un abono muy fuerte, es superior a la de otros mamíferos. Esto se debe a que los cobayos (*Cavia sp.*) segregan hormonas en una buena cantidad y calidad. CID-IBTA. (1982) adiciona que el estiércol de cuy contiene 2,49 % de nitrógeno, 1.92 % de fósforo (P_2O_5), 1.81 % de potasio (K_2O), 1.09 % de calcio, 0.22 % de magnesio, 86.3 % de materia orgánica y un pH de 6.7.

Tabla 4. Composición química del estiércol de cuy

VARIABLE	VALORES
pH (1:2.5 Suelo-Agua)	7.12
Aluminio (me/100g)	0.00
Calacreo Total (%)	13.67
Carbono Orgánico(%)	26.52
Materia Orgánica (%)	45.72
Nitrogeno Total (%)	2.29
Fósforo disponible (ppm)	114.99
Potasio Disponible (ppm)	8680.20

Fuente: Laboratorio de Suelos de la Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales

2.2.5. Generalidades de los abonos líquidos: el biol

Colque et al. (2005) menciona que, es una fuente de fito reguladores que se obtiene como producto del proceso de descomposición anaeróbica de los desechos orgánicos en mangas de plástico (bio digestores), actúa como bio estimulante orgánico en pequeñas cantidades y es capaz de promover el crecimiento y desarrollo de las plantas.

La Producción de Abono Foliar (Biol) es una técnica utilizada con el objetivo de incrementar la cantidad y calidad de las cosechas. Es fácil y barato de preparar, ya que se usa insumos de la zona y se obtiene en un tiempo corto (1 - 4 meses).

MEDINA (2001) menciona que las ventajas del biol son:

- Sus componentes promueven y estimulan el crecimiento y desarrollo de las plantas incrementando las cosechas.
- Aumenta la resistencia a las plagas del suelo, a las plagas en hojas y en frutos.

- Conserva mejor el N-P-K, Ca, debido al proceso de descomposición anaeróbica lo cual nos permite aprovechar totalmente los nutrientes.
- El nitrógeno que contiene se encuentra en forma amoniacal que es fácilmente asimilable.
- Puede ser usado en todas las plantas, anuales, bianuales o perennes.
- Su aplicación puede ser dirigido al follaje, al suelo, a la semilla o raíz y no contamina el medio ambiente además es económico.

SUQUILANDA (1995) manifiesta que el biol influye sobre actividades agronómicas como: enraizamiento (aumenta y fortalece la base radicular), acción sobre el follaje (amplía la base foliar), mejora la floración y activa el vigor y el poder germinativo de las semillas, traduciéndose todo esto en un aumento significativo de las cosechas. El abono líquido para la agricultura, se puede elaborar en recipientes de menor capacidad y más fáciles de manejar tales como: cilindros, baldes o magas de plástico, siempre que se tenga el cuidado de mantener las condiciones anaeróbicas. Estos digestores generalmente se cargan una sola vez y son abiertos cuando van a ser utilizados.

2.2.6. Té de estiércol

El té de estiércol se puede lograr mezclando estiércol fresco con agua para hacer abono en líquido. Este se puede aplicar a las plantas durante todo su crecimiento. El té de estiércol es rico en nutrientes y se puede utilizar en el huerto. Es de fácil preparación, además, es repelente para hormigas y otros insectos.

2.2.6.1. Preparación del té de estiércol

Para preparar el té de estiércol, se depositan tres cuartos de estiércol o en un saco de yute, amarrándole el extremo con una cabuya. Seguidamente el saco se coloca en un tanque con agua y se deja remojar durante quince días para que los nutrientes del estiércol se mezclen con el agua. El tanque se debe cubrir con un plástico para evitar la presencia de moscas y otros insectos, como sancudos.

2.2.6.2. Uso y formas de aplicación del té de estiércol

El té de estiércol se recomienda diluirlo en agua antes de aplicarlo a las plantas en un balde de regadera. Por cada balde de té, agregue dos baldes de agua. Se pueden aplicar en formas de riegos en hortalizas y frutales cada dos o tres semanas (<http://www.minag.gog.pe>).

CAPÍTULO III

MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. Ubicación geográfica del trabajo de investigación

El presente trabajo de investigación se desarrolló en el Invernadero del Laboratorio de Análisis de Suelos y plantas de la Facultad de Ciencias Agrarias de la Universidad Nacional de Cajamarca.

Latitud : 7° 9' 59''
Longitud : 78° 29' 5''
Altitud : 2660 m.s.n.m.

3.2. Materiales y equipos

3.2.1. Material biológico

El material vegetal que se utilizó para presente trabajo de investigación fueron las matas (raíz desnuda) de la especie ***Stevia rebaudiana Bert.***, procedente de la Provincia de San Ignacio - Cajamarca.

3.2.2. Materiales y herramientas de campo

Durante el trabajo de investigación se utilizó:

Picota
Pala
Carretilla
Cinta métrica
Tijera de podar

Macetas

Baldes

Pulverizadores

Fichas de observación, etc.

3.2.3. Material y equipo de laboratorio

Balanza electrónica

Estufa

3.2.4. Fuente de abono orgánico

Como fuentes de Abono Orgánico se utilizaron 10 kg. de estiércol. Éste abono foliar resultó de colocar en un envase 10 Kg. de estiércol de vacuno, ovino y cuy; cada uno en diferentes envases, los que fueron recogidos del establo de la E.A.P de Medicina Veterinaria de la Universidad Nacional de Cajamarca, los mismos que posteriormente estuvieron sumergidos en agua.

3.3. Métodos

3.3.1. Factores en estudio

3.3.1.1. Abonos

- a. Vacuno
- b. Ovino
- c. Cuy

3.3.1.2. Dosis

- d. 20 %, 40 %, 60 % y 80 %.
- e. 20 %, 40 %, 60 % y 80 %.
- f. 20 %, 40 %, 60 % y 80 %.

3.3.2. Tratamiento

Se evaluó trece tratamientos (tabla 5), resultantes de la combinación de tres abonos orgánicos en cuatro concentraciones diferentes, más el testigo.

Tabla 5. Tratamientos aplicados en el cultivo de estevia

TRATAMIENTO	TIPO DE ABONO ORGÁNICO	CONCENTRACIÓN %
T1	TESTIGO	-
T2	VACUNO	20
T3	VACUNO	40
T4	VACUNO	60
T5	VACUNO	80
T6	OVINO	20
T7	OVINO	40
T8	OVINO	60
T9	OVINO	80
T10	CUY	20
T11	CUY	40
T12	CUY	60
T13	CUY	80

3.3.3. Diseño Experimental

Diseño de Bloques Completamente al Azar (DBCA).

3.3.4. Características del Experimento

Tabla 6. Resumen de las características del experimento

REPETICIONES	3
TRATAMIENTOS	13
NÚMERO DE UNIDADES EXPERIMENTALES	39
NÚMERO DE PLANTAS POR UNIDAD EXPERIMENTAL	1

Los tratamientos incluyen al testigo.

3.3.5. Análisis Estadístico

El esquema del análisis de varianza, se presenta en la tabla 7.

Tabla 7. Esquema de Análisis de Varianza

FUENTES DE VARIACION	GRADOS DE LIBERTAD
REPETICION	2
TRATAMIENTO	12
ERROR	24
TOTAL	38

Coefficiente de variación: %

Para la significancia estadística se utilizó la prueba de DUNCAN.

3.3.6. Variables evaluadas

3.3.6.1. Altura de planta

Se determinó el día en que se realizó la cosecha, el mismo que fue hecho luego de que las plantas tengan más del 50 % de floración; se procedió a tomar los datos, utilizando regla. La medición se realizó desde el nivel del suelo hasta el ápice más alto de la planta. El procedimiento consistió en tomar su medida a cada una de las plantas o unidad experimental. La longitud se midió en centímetros.



Figura 3. Medición de altura de planta de estevia.

3.3.6.2. Número de tallos

Para esta variable se tomó como base el día de cosecha, la cual fue realizada cuando las plantas superaron el 50 % de floración. En el conteo fueron tomados todos los brotes bien formados y desarrollados.



Figura 4. Conteo de tallos en la de planta de estevia

3.3.6.3. **Peso fresco**

Al momento de la cosecha se procedió a pesar la estevia en verde, para lo cual se limpió la balanza y posteriormente se colocó la estevia cosechada de cada tratamiento en la misma. Y se anotó el peso en gramos, el mismo procedimiento se lo realizó en todos los tratamientos en estudio.

3.3.6.4. **Peso Seco**

Para determinar ésta medida las plantas se colocaron en una estufa para su secado, a 80°C y durante 72 horas. Luego que las hojas de la planta estuvieron secas se procedió a registrar su peso siguiendo el mismo procedimiento empleado para el registro del peso en verde.



Figura 5. Peso fresco y peso seco de las plantas de estevia.

3.3.7. **Manejo específico del experimento**

3.3.7.1. **Selección de material vegetal**

El material vegetal utilizado procedió de la provincia de San Ignacio – Cajamarca. El que consistía en plántulas con características similares: porte, tamaño, etc.

3.3.7.2. **Preparación de suelo**

Se realizó 8 días antes de la siembra, consistiendo simplemente en el recojo de tierra agrícola, desmenuzarla, eliminación de desechos de cosechas anteriores, eliminar piedras y llenar a los recipientes o macetas.

3.3.7.3. Distribución de unidades experimentales

Las unidades experimentales fueron distribuidas en tres (03) repeticiones, como se muestra en la Figura 6.

ESQUEMA DE TRES REPETICIONES

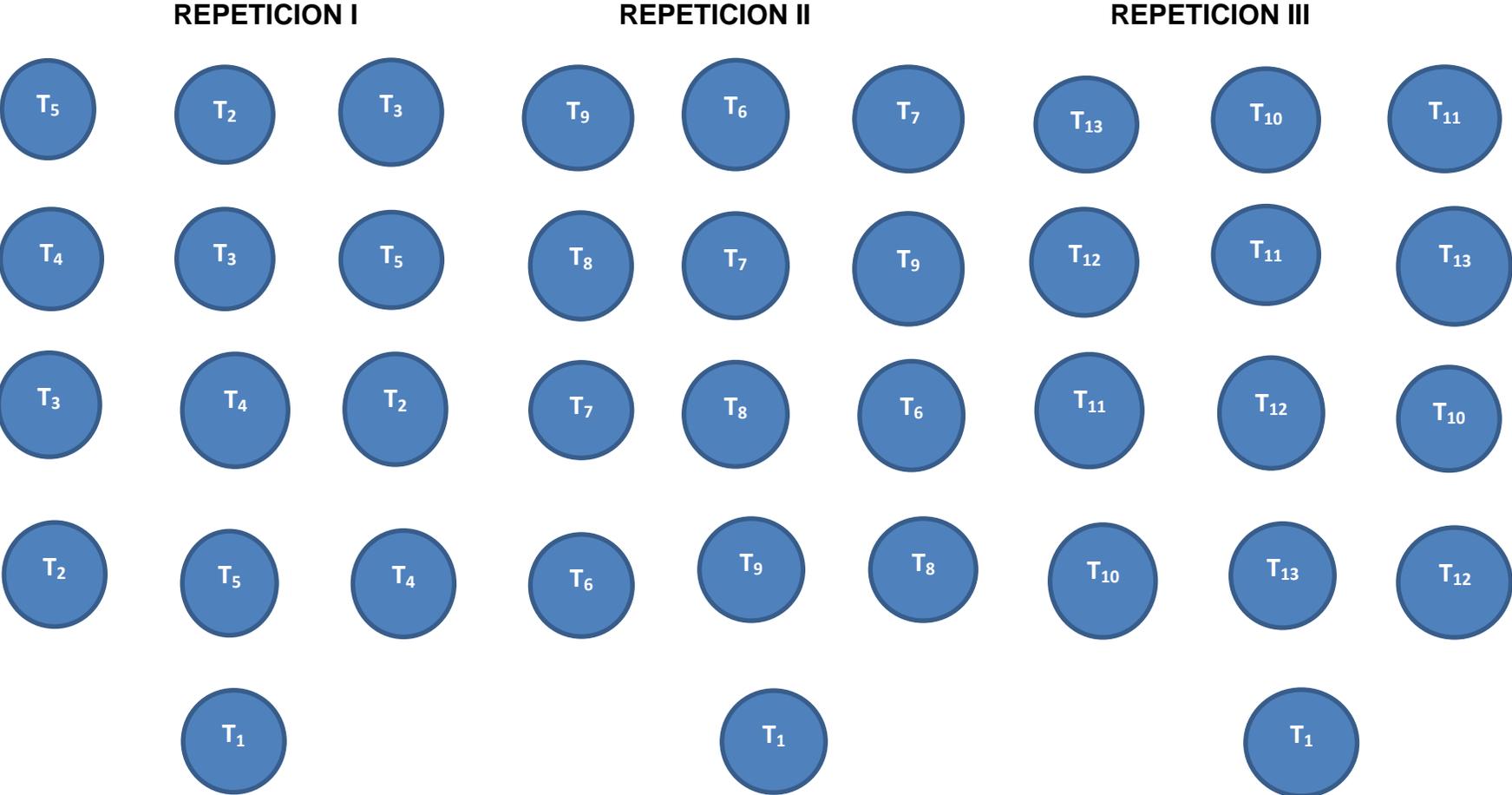


Figura 6. Distribución de Unidades Experimentales

3.3.7.4. Siembra

Se procedió a la siembra de esquejes en macetas, cada uno de los cuales se encuentran en la parte central de las macetas, a 5 cm de profundidad y con suelo completamente húmedo, se consideró una separación 0,35 m entre macetas.



Figura 7. Siembra de estevia en macetas

3.3.7.5. Riegos

Se regó diariamente en horas de la mañana durante los primeros ocho días de la siembra para acondicionar a la planta y evitar la deshidratación. Cada riego tuvo una duración de 1 minuto por planta aproximadamente. Luego el riego se realizó cada tres días tomando en cuenta los requerimientos y las condiciones ambientales presentes en el área. Éstos se realizaron con manguera a chorros moderados de agua.



Figura 8. Riego a chorros moderados

3.3.7.6. Cortes de nivelación

Éstos se realizaron posteriormente a la siembra, cuando todas las plantas ya tenían brotes; solamente se realizaron estos cortes para dar la nivelación necesaria para el inicio de la evaluación de la investigación. Se realizaron cada 30 días y en tres oportunidades.



Figura 9. Cortes de nivelación

3.3.7.7. Deshierbo

El primer deshierbo se realizó a 20 días de la siembra. Posteriormente los deshierbos son constantes para mantener las plantas libre de malezas. Éstos además se realizaron superficialmente para evitar daños a las plantas.

3.3.7.8. Abonado

Se realizó con un pulverizador y cada 7 días, de acuerdo con los tratamientos en estudio. Los tratamientos en estudio son concentraciones de:

20 – 40 – 60 - 80 % de (Vacuno)

20 – 40 – 60 - 80 % de (Ovino)

20 – 40 – 60 - 80 % de (Cuy)

Su aplicación fue a nivel foliar.



Figura 10. Abono foliar de vacuno, ovino y cuy en concentraciones de 20, 40, 60 y 80 %.

3.3.7.9. Corte o cosecha

Se realizaron dos cosechas, cada una a los 75 días y al tener más del 50% de floración en todos los tratamientos, y se efectuó en las primeras horas de la mañana. Para la cosecha se utilizó tijeras de podar cortando aproximadamente a 3 cm del nivel del suelo todo el follaje de la planta de estevia.

El material cosechado fue depositado en bolsas de polietileno de acuerdo con cada tratamiento en estudio para posteriormente ser pesada y llevada al lugar de secado.



Figura 11. Estevia cosechada

CAPÍTULO IV RESULTADOS Y DISCUSIONES

4.1. Evaluación de variables de la estevia

Los resultados giran en torno a las variables: altura de plantas, número de tallos, peso fresco y peso seco de plantas de estevia (*Stevia rebaudiana Ber.*)

4.1.1. Altura de planta

En la evaluación de la variable altura de planta, se obtuvo la mejor respuesta con la aplicación de una dosis 60 % de abono orgánico foliar de ovino (tratamiento 8), con una altura promedio de 39,83 cm en la primera y 47.33 cm en la segunda evaluación respectivamente. El análisis de varianza (ANVA) (tabla 8 y 9), se observa una respuesta significativa por tratamiento, tanto en la primera como en la segunda evaluación.

Tabla 8. Análisis de varianza de altura de planta de estevia en la primera evaluación

FUENTES DE VARIACIÓN	GRADOS DE LIBERTAD	SUMA DE CUADRADOS	CUADRADO MEDIO	F. CALCULADO	PROBABILIDAD
REPETICIÓN	2	0.628	0.314	0.078	0.078
TRATAMIENTO	12	678.167	56.514	10.4036	10.4036
ERROR	24	130.372	5.432		
TOTAL	38	809.167			
Coeficiente de Variacion			: 7.44 %		

Tabla 9. Comparación de promedios en altura de plantas (cm) con niveles de abono orgánico, según la prueba de Duncan en la primera evaluación

TRATAMIENTOS	PROMEDIO	DUNCAN
T1 (Testigo)	29.000	DE
T2 (Vacuno al 20 %)	27.167	E
T3 (Vacuno al 40 %)	26.333	E
T4 (Vacuno al 60 %)	28.667	TE
T5 (Vacuno al 80 %)	28.667	DE
T6 (Ovino al 20 %)	34.167	BC
T7 (Ovino al 40 %)	36.333	AB
T8 (Ovino al 60 %)	39.833	AB
T9 (Ovino al 80 %)	36.333	AB
T10 (Cuy al 20 %)	31.833	CD
T11 (Cuy al 40 %)	26.500	E
T12 (Cuy al 60 %)	29.000	DE
T13 (Cuy al 80 %)	33.500	BC

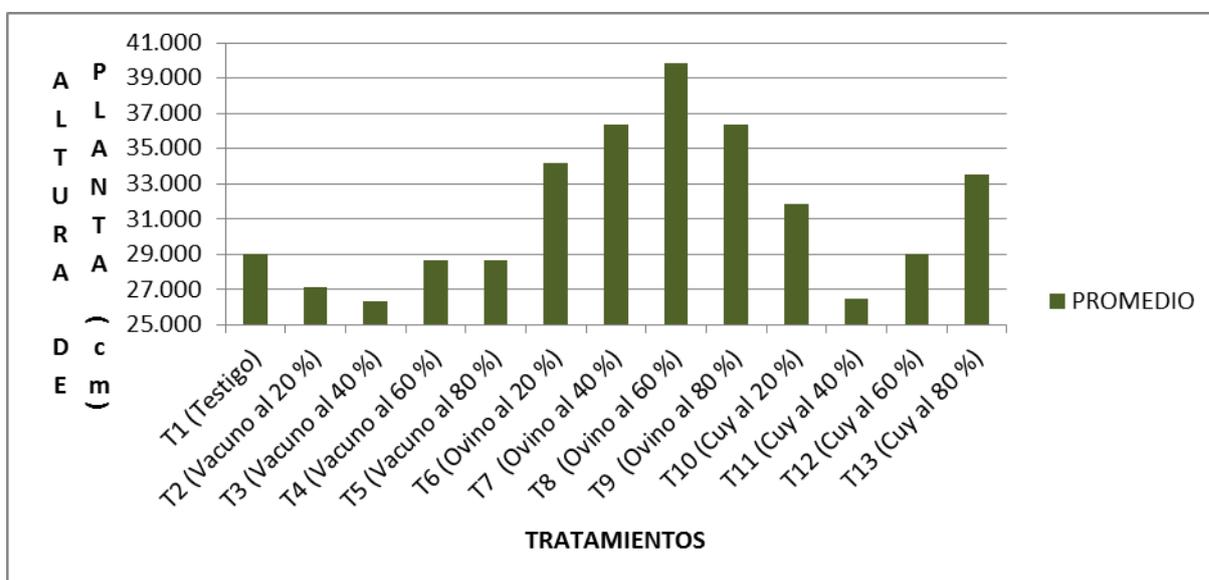


Figura 12. Promedio de Altura de plantas (cm) con aplicación de abono orgánico foliar en concentraciones de 20 %, 40 %, 60 % y 80 % (vacuno, ovino y cuy). En la primera evaluación

El análisis de varianza en la primera evaluación (tabla 8), muestra que existe diferencia estadística significativa entre los tratamientos, para la altura de planta de estevia. La cual significa que el abono orgánico de vacuno, ovino y cuy aplicado foliarmente tiene efecto diferenciado debido al uso, en sus niveles

de concentración de 20 % ; 40 % ; 60 % y 80 % que afectaron en el desarrollo de la variable altura de planta (figura 12).

El coeficiente de variación fue de 7.44 %, y significa que los datos de análisis estadísticos son confiables por encontrarse dentro los rangos permisibles de variabilidad, además indica un buen planteamiento y manejo experimental (Stell R. y Torrie J. citado por Ochoa T.).

Sin embargo para tener una mejor claridad de la diferencia entre los tipos de abono orgánico foliar, se procedió a realizar la prueba de Duncan (tabla 9) donde se observa la diferencia estadística del promedio de población de altura de plantas con los diferentes abonos orgánicos (vacuno, ovino y cuy). Entre los tratamientos con abono orgánico de ovino (T7, T8 y T9), son los que estadísticamente se muestran similares.

La figura 12, muestra las diferencias de altura de plantas entre los tratamientos, donde los T7, T8 y T9 presentan alturas mayores con 36,33 cm., 39,833 y 36,33 cm respectivamente con respecto al testigo T1 con 29,00 cm en la primera evaluación.

Tabla 10. Análisis de varianza de altura de planta de estevia (cm) en la segunda evaluación

FUENTES DE VARIACIÓN	GRADOS DE LIBERTAD	SUMA DE CUADRADOS	CUADRADO MEDIO	F. CALCULADO	PROBABILIDAD
REPETICIÓN	2	16.167	8.083	1.002	0.349
TRATAMIENTO	12	949.436	79.12	10.7686	0
ERROR	24	176.333	7.347		
TOTAL	38	1141.936			
Coeficiente de Variacion			: 7.8		

Tabla 11. Comparación de promedios en altura de plantas (cm) con niveles de abono orgánico, según la prueba de Duncan en la segunda evaluación

TRATAMIENTOS	PROMEDIO	DUNCAN
T1 (Testigo)	31.00	CDE
T2 (Vacuno al 20 %)	28.333	E
T3 (Vacuno al 40 %)	30.167	DE
T4 (Vacuno al 60 %)	30.333	DE
T5 (Vacuno al 80 %)	34.667	CDE
T6 (Ovino al 20 %)	42.006	F
T7 (Ovino al 40 %)	43.667	AB
T8 (Ovino al 60 %)	47.33	A
T9 (Ovino al 80 %)	42.33	B
T10 (Cuy al 20 %)	33.333	CDE
T11 (Cuy al 40 %)	31.00	CDE
T12 (Cuy al 60 %)	32.00	CDE
T13 (Cuy al 80 %)	35.667	C

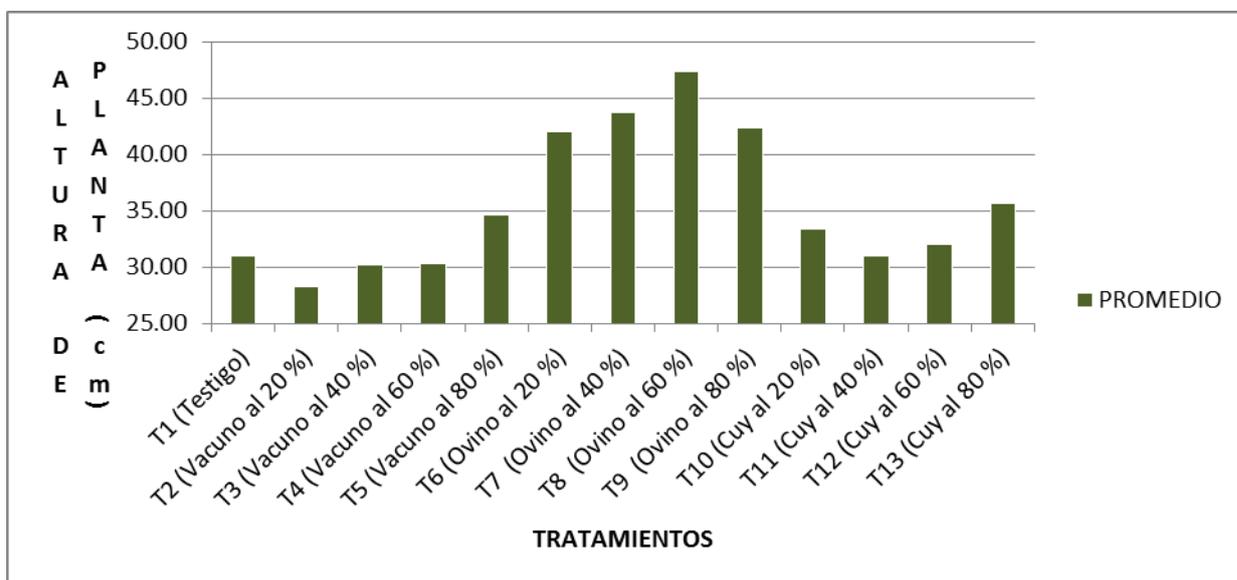


Figura 13. Promedio de Altura de plantas (cm) con aplicación de abono orgánico foliar en concentraciones de 20 %, 40 %, 60 % y 80 % (vacuno, ovino y cuy). En la segunda evaluación

El análisis de varianza en la segunda evaluación (tabla 10), muestra que existe diferencia estadística significativa entre los tratamientos, para la altura de planta de estevia. La cual significa que el abono orgánico de vacuno, ovino y

cuy aplicado foliarmente tiene efecto diferenciado debido al uso, en sus niveles de concentración de 20 % ; 40 % ; 60 % y 80 % que afectaron en el desarrollo de la variable altura de planta (figura 12 y 13).

El coeficiente variación fue de 7.8 % en la segunda evaluación, significa que los datos de análisis estadísticos son confiables por encontrarse dentro los rangos permisibles de variabilidad, además indica un buen planteamiento y manejo experimental (Stell R. y Torrie J. citado por Ochoa T.).

Sin embargo para tener una mejor claridad de la diferencia entre los tipos de abono orgánico foliar, se procedió a realizar la prueba de Duncan (tabla 11) (figuras 13), donde se observa la diferencia estadística del promedio de población de altura de plantas con los diferentes abonos orgánicos (vacuno, ovino y cuy).

Y entre los tratamientos con abono orgánico de ovino (T6, T7, T8 y T9), se muestra diferencia estadísticas del promedio de los tratamientos para la variable altura de la planta, donde se muestra una superioridad estadística el T8 (60 % de concentración de abono orgánico de ovino).

Y en la figura 13, también se muestra las diferencias de altura de plantas de la segunda evaluación, siendo el tratamiento T8 el que presenta altura mayor con 47,33 cm con respecto al testigo T1 con 31,00 cm.

Este se puede atribuir a la disponibilidad de nutrientes del mismo, ya que en la Tabla 1, se muestra los resultados de análisis químico del abono orgánico de ovino, lo que indica que la incorporación de materia orgánica foliar, incrementa el contenido de los principales nutrientes (N, P, K). Este concuerda con Sakaguchi (1982), quien menciona que el aumento de Nitrógeno en el cultivo de stevia aumenta el crecimiento de las plantas. El nitrógeno ayuda al crecimiento y desarrollo de las plantas según FAO (1986).

Esta diferencia de altura de las plantas probablemente se puede atribuir a la dosis de aplicación de abono orgánico, que están concentradas los macro y micronutrientes que favorecen en el desarrollo y crecimiento de plantas.

Las diferencias encontradas desde el punto de vista agronómica, son atribuibles a una eficaz y equilibrada nutrición al cultivo con una dosis de 60 % de concentración de abono orgánico foliar de ovino (T8 con mejor altura) utilizado como base de una fertilización orgánica integral. En la producción

agrícola la aplicación de abonos orgánicos son excelentes, debido a que en su composición se encuentran todos los elementos nutritivos (Restrepo, 2001).

Según López (1995), señala que los factores que afectan al desarrollo y crecimiento de las plantas se clasifican en factores internos (genéticos y hormonales) y externos (clima, tipo de suelos, agentes bióticos e intervención humana). Por lo que se puede aseverar que las diferencias encontradas en la aplicación de los abonos orgánicos estuvieron influenciadas por alguno de estos factores. Especialmente en el T9, que con más concentración de abono orgánico foliar de ovino no muestra mayor crecimiento que los antes mencionados.

Por lo que se concluye, el incremento de nutrientes, especialmente el nitrógeno aplicado foliarmente, afectó favorablemente a la altura de plantas, además no se adiciono el abono orgánico al testigo, por lo tanto el desarrollo de la altura de planta fue menor respecto a los que recibieron el tratamiento, porque solo aprovecho los elementos nutritivos disponibles del suelo.

4.1.2. Número de tallos

En el análisis de varianza realizada de la variable de número de tallos por planta, se evidencio que con la aplicación de una dosis de 80 % de abono orgánico de ovino (tratamiento T9) se obtuvo la mejor respuesta con 10,66 tallos por planta en promedio para la primera evaluación y 12.667 tallos por planta en promedio para la segunda evaluación con respecto a otras como el testigo T1 (sin abono orgánico) en la primera evaluación el que presento menor número de tallos verticales por planta con 5,67 tallos y el T2 (20 % de abono orgánico de vacuno) en la segunda evaluación, con 6.33 tallos en promedio por planta.

Tabla 12. Análisis de varianza para número tallos por planta de estevia.
Primera evaluación

FUENTES DE VARIACIÓN	GRADOS DE LIBERTAD	SUMA DE CUADRADOS	CUADRADO MEDIO	F. CALCULADO	PROBABILIDAD
REPETICIÓN	2	0.462	0.231	0.2114	
TRATAMIENTO	12	86.256	7.188	6.5832	0
ERROR	24	26.205	1.092		
TOTAL	38	112.932			
Coeficiente de Variacion			: 13.45		

Tabla 13. Comparación de promedios de número tallos por planta con niveles de abono orgánico, según la prueba de Duncan en la primera evaluación.

TRATAMIENTOS	PROMEDIO	DUNCAN
T1 (Testigo)	5.667	D
T2 (Vacuno al 20 %)	6.333	CD
T3 (Vacuno al 40 %)	6.667	CD
T4 (Vacuno al 60 %)	6.333	CD
T5 (Vacuno al 80 %)	6.333	CD
T6 (Ovino al 20 %)	9.667	CD
T7 (Ovino al 40 %)	6.667	CD
T8 (Ovino al 60 %)	9.667	AB
T9 (Ovino al 80 %)	10.667	A
T10 (Cuy al 20 %)	8.667	BC
T11 (Cuy al 40 %)	7.333	CD
T12 (Cuy al 60 %)	7.667	CD
T13 (Cuy al 80 %)	7.667	CD

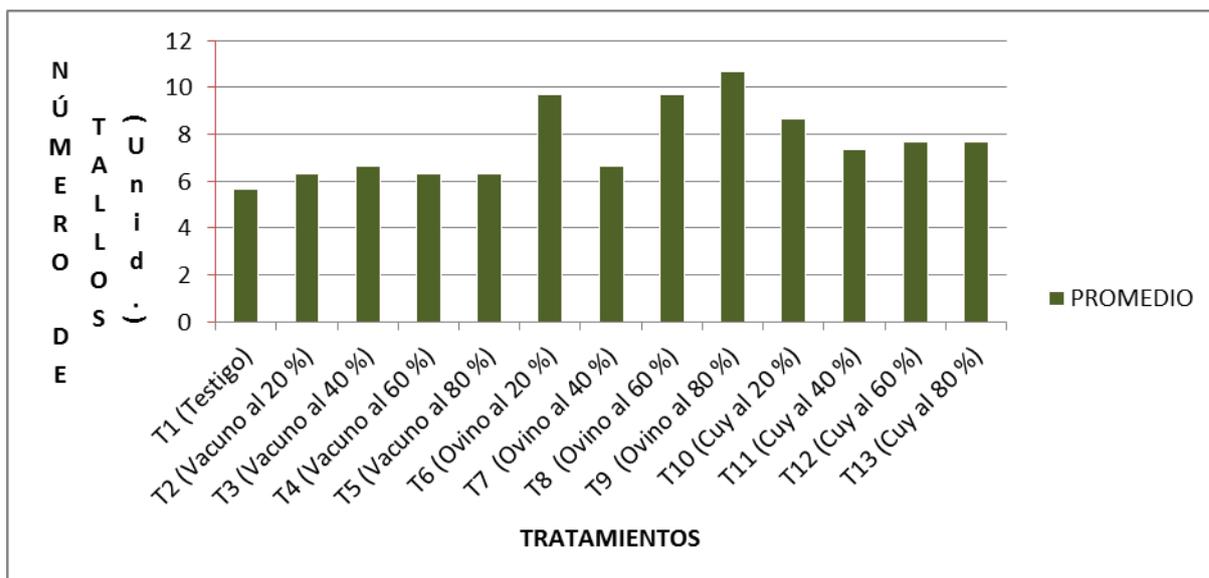


Figura 14. Promedio del número de tallos con aplicación de abono orgánico foliar en concentraciones de 20 %, 40 %, 60 % y 80 % (vacuno, ovino y cuy). En la primera evaluación

En la tabla 12, de análisis de varianza, para número de tallos por planta, de la primera evaluación se muestra que existe diferencia significativa entre tratamientos. Con coeficiente de variación de 13,45. Lo que significa que los datos son confiables y se encuentran dentro del rango aceptable de análisis estadístico.

La tabla 13, presenta los resultados de la prueba de Duncan de la primera evaluación, donde el tratamiento T9 (80 % de abono orgánico de ovino) presenta mayor número de tallos 10,667; por lo que presenta diferencias estadísticas significativas con respecto al resto de los tratamientos.

En el figura 14, se puede observar los promedios de número de tallos por planta en la primera, donde en tratamiento T1 (testigo) presenta un promedio menor con respecto al resto de tratamientos, por lo que se puede concluir el efecto de los tratamientos de fertilización con abono orgánico aplicado foliarmente influye significativamente en el número de tallos.

En la figura 14, se puede observar las diferencias de número tallos por plantas con el mejor tratamiento (abono orgánico de ovino), siendo en la primera evaluación el T9 (10,667 tallos) el que presenta mayor número de tallos, respecto al testigo T1 con 5,667. Esta diferencia de número de tallos por

planta probablemente se puede atribuir a la dosis de aplicación de abono orgánico al cultivo, que están concentradas los macro y micronutrientes que favorecen en el desarrollo y crecimiento de plantas de estevia.

Tabla 14. Análisis de varianza para número tallos por planta de estevia. Segunda evaluación

FUENTES DE VARIACIÓN	GRADOS DE LIBERTAD	SUMA DE CUADRADOS	CUADRADO MEDIO	F. CALCULADO	PROBABILIDAD
REPETICIÓN	2	2.462	1.231	1.2915	0.2933
TRATAMIENTO	12	185.59	15.466	16.2287	0
ERROR	24	22.872	0.953	0.2933	
TOTAL	38	210.923			
Coeficiente de Variacion		: 11.13			

Tabla 15. Comparación de promedios de número tallos por planta con niveles de abono orgánico, Según la prueba de Duncan en la segunda evaluación.

TRATAMIENTOS	PROMEDIO	DUNCAN
T1 (Testigo)	7.00	CDE
T2 (Vacuno al 20 %)	6.333	E
T3 (Vacuno al 40 %)	7.667	BCDE
T4 (Vacuno al 60 %)	6.00	C
T5 (Vacuno al 80 %)	6.667	DE
T6 (Ovino al 20 %)	12.00	A
T7 (Ovino al 40 %)	11.00	A
T8 (Ovino al 60 %)	11.333	A
T9 (Ovino al 80 %)	12.667	A
T10 (Cuy al 20 %)	7.333	BCDE
T11 (Cuy al 40 %)	9.00	B
T12 (Cuy al 60 %)	8.333	BCD
T13 (Cuy al 80 %)	8.667	BC

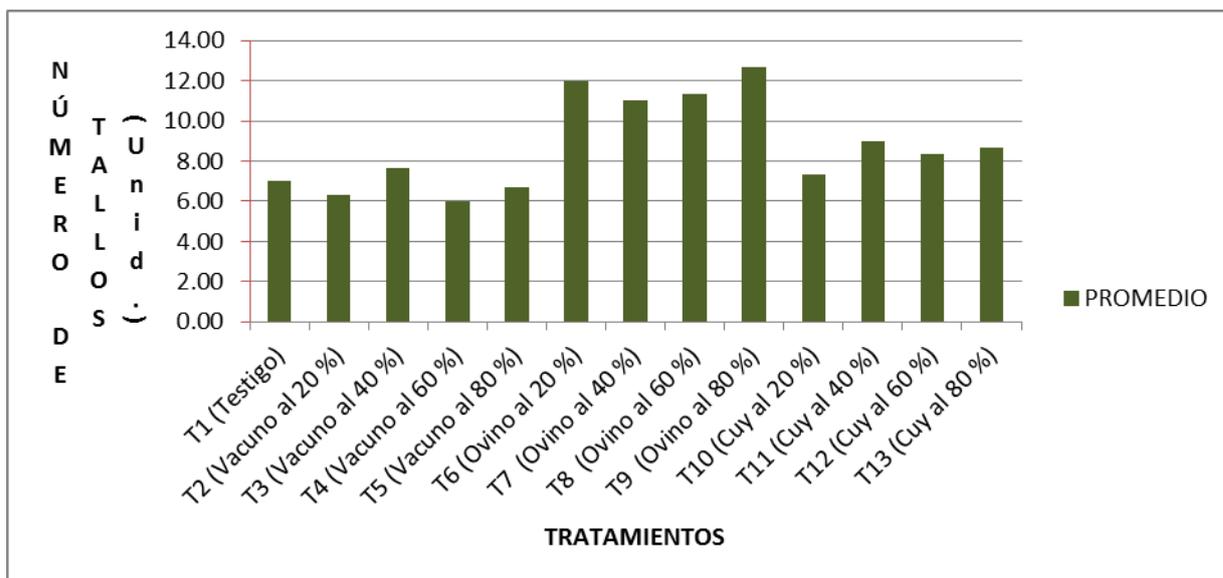


Figura 15. Promedio del número de tallos con aplicación de abono orgánico foliar en concentraciones de 20 %, 40 %, 60 % y 80 % (vacuno, ovino y cuy). En la Segunda Evaluación

En la tabla 14, de análisis de varianza, para número de tallos por planta de la segunda evaluación, se muestra que existe diferencia significativa entre tratamientos. Con coeficiente de variación de 12,23. Lo que significa que los datos son confiables y se encuentran dentro del rango aceptable de análisis estadístico.

Las diferencias de número de tallos verticales encontradas, se debe a la disponibilidad de elementos nutritivos presentes en el abono orgánico y al gradiente de fertilidad de los suelos y fertilización foliar, e influenciada también por factores medio ambientales. El proceso mediante el cual la planta absorbe del suelo sustancias nutritivas, que son necesarias para llevar a cabo su metabolismo bajo las condiciones climática adecuadas (Domínguez, 1997).

La tabla 15, presenta los resultados de la prueba de Duncan de la segunda evaluación, el tratamiento T9 (80% de abono orgánico de ovino), con 12,66 tallos, presenta diferencias significativas con respecto al resto de los tratamientos incluyendo el T1 (testigo) con 7 tallos.

En el figura 15, se puede observar los promedios de número de tallos por planta en la segunda evaluación, donde en tratamiento T1 (testigo) presenta un promedio menor con respecto al resto de tratamientos, excepto el T2 con 6.33 tallos: por lo que se puede concluir el efecto de los tratamientos de

fertilización con abono orgánico aplicado foliarmente influye significativamente en el número de tallos. Además se puede observar que estadísticamente que los tratamientos T6, T7, T8, T9 son similares con 12.0; 11.0 y 11.3 y 12.667 tallos respectivamente. Esta diferencia de número de tallos por planta probablemente se puede atribuir a la dosis de aplicación de abono orgánico al cultivo, que están concentradas los macro y micronutrientes que favorecen en el desarrollo y crecimiento de plantas de stevia.

4.1.3. Peso fresco

Los mejores resultados de esta variable de peso fresco por planta, en la primera evaluación se obtuvieron con la aplicación de una dosis de 20 % de abono orgánico de ovino (tratamiento T6), con una respuesta de 53.967 g en promedio por planta, con respecto a otras dosis de tratamientos y siendo el T3 (abono orgánico de vacuno al 40 %) con menor peso fresco por planta (23.713 g en promedio), además de que testigo T1 obtuvo un peso fresco de 26.197 g.

En la segunda evaluación, el mejor resultado se obtuvo con la aplicación de una dosis de 60 % de abono orgánico de ovino (tratamiento T8), con una respuesta de 48.913 g en promedio por planta, con respecto a otras dosis de tratamientos y siendo el T2 (abono orgánico de vacuno al 40 %) con menor peso fresco por planta (23.347 g en promedio), además de que testigo T1 obtuvo un peso fresco de 35.053 g.

Tabla 16. Análisis de varianza para peso fresco por planta de stevia (g).
Primera evaluación.

FUENTES DE VARIACIÓN	GRADOS DE LIBERTAD	SUMA DE CUADRADOS	CUADRADO MEDIO	F. CALCULADO	PROBABILIDAD
REPETICIÓN	2	12.414	6.205	0.8298	
TRATAMIENTO	12	3042.205	253.517	33.8941	0.00
ERROR	24	197.512	7.48		
TOTAL	38	3234.131			
Coeficiente de Variacion			: 7.48		

Tabla 17. Comparación de promedios de peso fresco por planta (g) con niveles de abono orgánico, según la prueba de Duncan en la primera evaluación.

TRATAMIENTOS	PROMEDIO	DUNCAN
T1 (Testigo)	26.197	GH
T2 (Vacuno al 20 %)	27.007	GH
T3 (Vacuno al 40 %)	23.713	H
T4 (Vacuno al 60 %)	33.347	EF
T5 (Vacuno al 80 %)	29.26	FG
T6 (Ovino al 20 %)	53.967	A
T7 (Ovino al 40 %)	42.00	C
T8 (Ovino al 60 %)	46.97	B
T9 (Ovino al 80 %)	47.64	B
T10 (Cuy al 20 %)	47.387	B
T11 (Cuy al 40 %)	32.32	EF
T12 (Cuy al 60 %)	36.48	DE
T13 (Cuy al 80 %)	38.947	CD

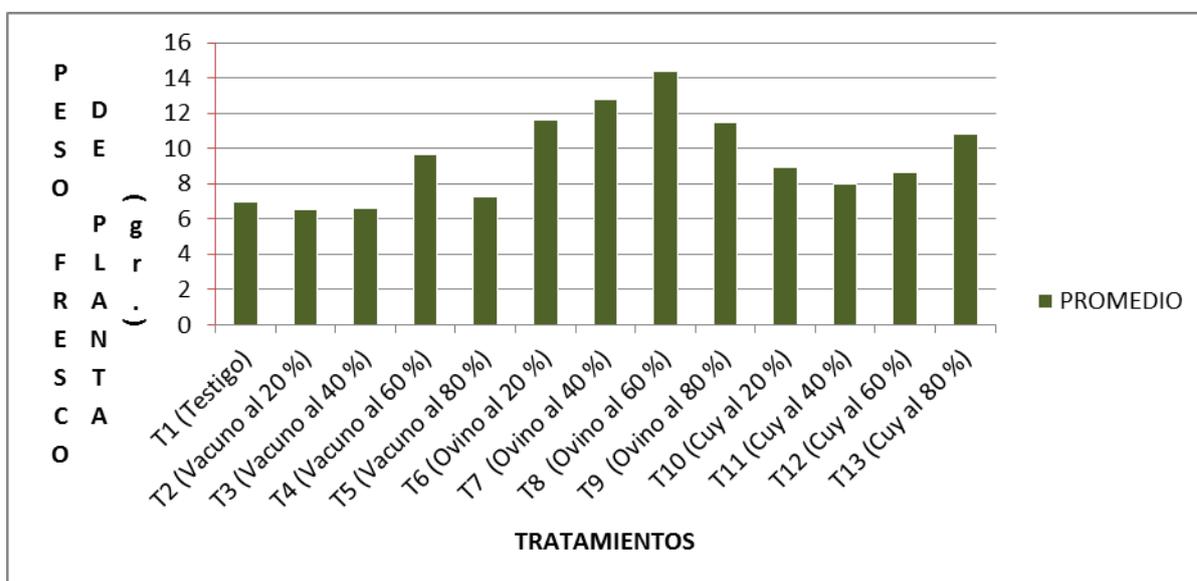


Figura 16. Promedio del peso fresco de planta (g) con aplicación de abono orgánico foliar en concentraciones de 20 %, 40 %, 60 % y 80 % (vacuno, ovino y cuy). En la primera evaluación

En el análisis de varianza (tabla 16), para la primera evaluación, el peso fresco por planta, muestra que existe diferencia significativa entre los tratamientos. Esto significa que el peso fresco por planta no es similar. El

coeficiente de variación fue de 7.48 %, lo que significa que los datos son confiables y se encuentran dentro del rango aceptable de análisis estadístico.

La tabla 16, muestra el análisis de varianza del peso fresco por planta, donde se puede apreciar una respuesta diferente entre los tratamientos con abonamiento orgánico aplicado foliarmente. Lo cual indica que los niveles de abono orgánico afectaron significativamente en peso fresco por planta.

De acuerdo la prueba de Duncan realizada para los tratamientos en la primera evaluación (tabla 17), se observa que el mejor tratamiento es el T6, con 53.967 gramos por planta en promedio, y presenta diferencias significativas con respecto a los demás tratamientos; y el siendo el tratamiento T3 con 23.71 gramos, el que mostro menor peso fresco por planta.

Las diferencias encontradas en el peso fresco por planta, se atribuye al efecto de distintas concentraciones y contenido de nutrientes en el abono orgánico, como los macro y micronutrientes.

En la figura 16, se puede observar los promedios del peso fresco por planta de la primera evaluación, donde en tratamiento T8 (60 % de concentración de abono orgánico de ovino) presenta un promedio mayor con respecto a los otros doce tratamientos

Tabla 18. Análisis de varianza para peso fresco por planta de estevia (g). Segunda evaluación.

FUENTES DE VARIACIÓN	GRADOS DE LIBERTAD	SUMA DE CUADRADOS	CUADRADO MEDIO	F. CALCULADO	PROBABILIDAD
REPETICIÓN	2	13.521	6.76	0.9733	
TRATAMIENTO	12	1656.243	138.0.20	19.8706	0
ERROR	24	166.703	6.946		
TOTAL	38	1836.466			
Coeficiente de Variacion			: 6.89		

Tabla 19. Comparación de promedios de peso fresco por planta (g) con niveles de abono orgánico, según la prueba de Duncan en la segunda evaluación.

TRATAMIENTOS	PROMEDIO	DUNCAN
T1 (Testigo)	35.053	B
T2 (Vacuno al 20 %)	27.347	C
T3 (Vacuno al 40 %)	28.217	C
T4 (Vacuno al 60 %)	35.693	B
T5 (Vacuno al 80 %)	34.703	B
T6 (Ovino al 20 %)	45.473	A
T7 (Ovino al 40 %)	45.537	A
T8 (Ovino al 60 %)	48.913	A
T9 (Ovino al 80 %)	46.663	A
T10 (Cuy al 20 %)	38.96	B
T11 (Cuy al 40 %)	35.25	B
T12 (Cuy al 60 %)	36.447	B
T13 (Cuy al 80 %)	39.073	B

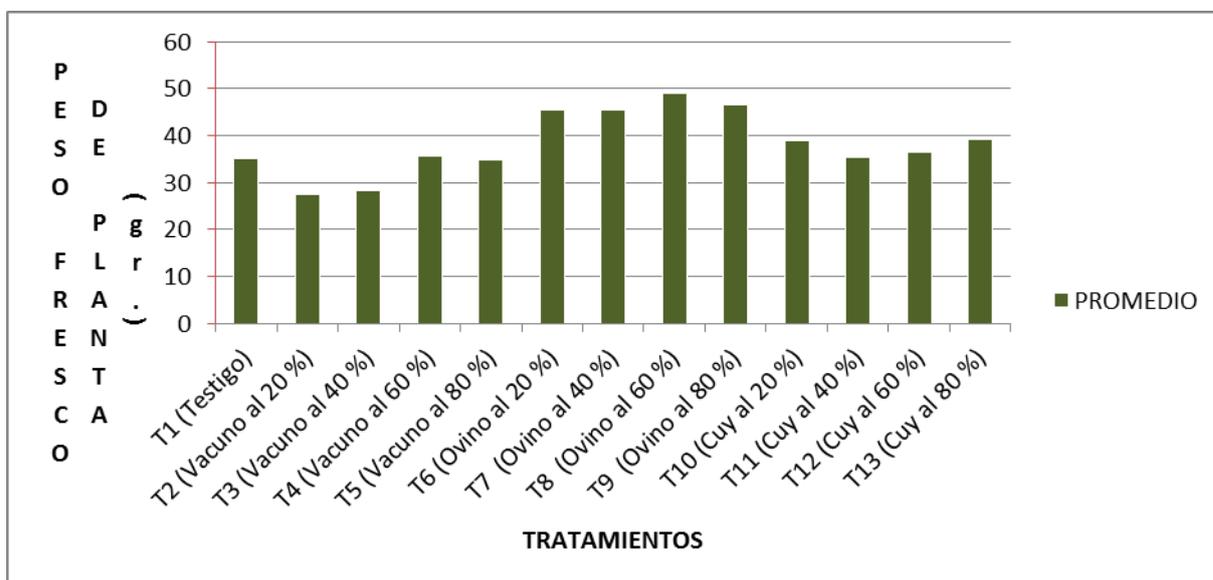


Figura 17. Promedio del peso fresco de planta (g) con aplicación de abono orgánico foliar en concentraciones de 20 %, 40 %, 60 % y 80 % (vacuno, ovino y cuy). En la segunda evaluación

Del mismo modo el análisis de varianza (tabla 18), para la segunda evaluación, el peso fresco por planta muestra también una diferencia significativa entre los tratamientos. El coeficiente de variación fue de 6.89 %,

esto indica también los datos son confiables pues se encuentran dentro del rango aceptable de análisis estadístico.

La tabla 18, muestra el análisis de varianza del peso fresco por planta, donde se puede apreciar una respuesta diferente entre los tratamientos con abonamiento orgánico aplicado foliarmente. Lo cual indica que los niveles de abono orgánico afectaron significativamente en peso fresco por planta.

De acuerdo a la prueba de Duncan realizada para los tratamientos en la segunda evaluación (tabla 19), se observa que los tratamientos T6, T7, T8 y T9 son estadísticamente similares con 45.473, 45.537, 48.913 y 46.663 g respectivamente por planta en promedio.

Las diferencias encontradas en el peso fresco por planta, se atribuye al efecto de distintas concentraciones y contenido de nutrientes en el abono orgánico, como los macro y micronutrientes.

En la figura 17, se puede observar los promedios del peso fresco por planta de la segunda evaluación, donde los tratamientos T6, T7, T8 y T9 presentan los más altos resultados y el tratamiento con el menor resultado T3 (20% de concentración de abono orgánico de vacuno) con 27.347 g de peso fresco por planta; por lo que se puede concluir que el efecto del tipo concentración de abono orgánico influyó significativamente en el peso fresco.

Pinaya (1996), encontró en algunos trabajos desde 665,5 a 990,5 hojas por planta en tierra firme; los que aumentan el peso fresco de las plantas, cuyos resultados son más altos que en el presente trabajo. Las diferencias en peso fresco por planta podrían deberse a factores climáticos, tipo de siembra, fertilización, densidad y la altitud.

Sakaguchi (1982), quien indica que el elemento potasio es muy importante en el rendimiento de hojas de stevia. Y por otra parte, el Instituto Interamericano de la Potasa (1975), indica que en India los agricultores lograron mayores beneficios netos, con la aplicación de dosis alta de potasa con abonos nitrogenados y fosforitos en arroz.

4.1.4. Peso seco

En la evaluación del variable de peso seco de planta, los resultados variaron de en función de la primera y la segunda evaluación.

Tabla 20. Análisis de varianza, para la variable peso seco por planta de estevia (g) en la primera evaluación.

FUENTES DE VARIACIÓN	GRADOS DE LIBERTAD	SUMA DE CUADRADOS	CUADRADO MEDIO	F. CALCULADO	PROBABILIDAD
REPETICIÓN	2	12.014	6.007	5.6377	0.0098
TRATAMIENTO	12	230.361	19.197	18.0165	0.00
ERROR	24	25.572	1.066		
TOTAL	38	267.947			
Coeficiente de Variacion			: 10.85		

Tabla 21. Comparación de promedios de peso seco por planta (g) con niveles de abono orgánico, según la prueba de Duncan. Primera evaluación.

TRATAMIENTOS	PROMEDIO	DUNCAN
T1 (Testigo)	6.93	GH
T2 (Vacuno al 20 %)	6.533	H
T3 (Vacuno al 40 %)	6.6	H
T4 (Vacuno al 60 %)	9.667	DE
T5 (Vacuno al 80 %)	7.273	FGH
T6 (Ovino al 20 %)	11.59	BC
T7 (Ovino al 40 %)	12.797	AB
T8 (Ovino al 60 %)	14.373	AB
T9 (Ovino al 80 %)	11.503	BC
T10 (Cuy al 20 %)	8.9	EF
T11 (Cuy al 40 %)	8.017	EFGH
T12 (Cuy al 60 %)	8.667	EFG
T13 (Cuy al 80 %)	10.817	CD

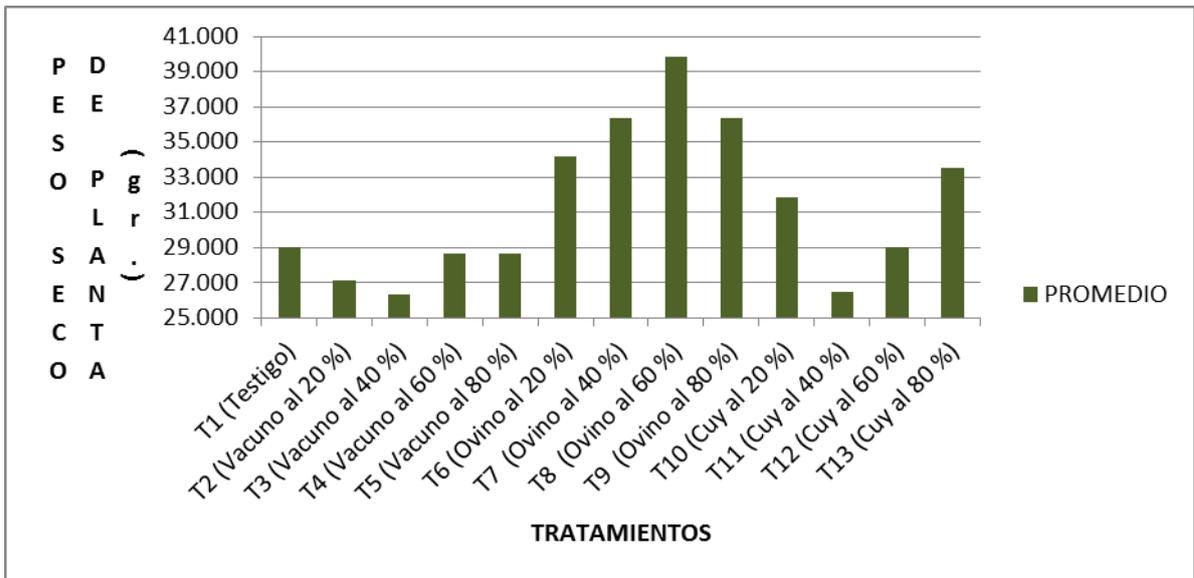


Figura 18. Promedio del peso seco por planta (g) con aplicación de abono orgánico foliar en concentraciones de 20 %, 40 %, 60 % y 80 % (vacuno, ovino y cuy). En la primera evaluación

La tabla 20, muestra el análisis de varianza de peso seco de la planta para la primera evaluación, donde se observa que existe diferencia significativa entre los tratamiento en ambas evaluaciones, esto significa que el abono orgánico aplicada foliarmente a las plantas afectó en el peso seco de planta. El coeficiente de variación fue de 10.85 %, lo que significa que los datos son confiables y se encuentran dentro del rango aceptable de análisis estadístico. De acuerdo a la prueba de comparaciones múltiples de Duncan para la primera evaluación (tabla 21), donde se puede observar que los tratamientos T7 y T8 con 12.797 y 14.373 g respectivamente, son estadísticamente los que presentan el mejor peso seco de planta, y siendo significativos con respecto al testigo T1 con 6.93 g de peso. Lo que indica que la aplicación de abono orgánico foliarmente afectó favorablemente en el peso seco de la planta, también se puede atribuir al número de hojas, tallos y ramas.

En las figura 18, se puede observar los rendimientos con las mejores dosis de aplicación. En la primera evaluación el T7 y T8 producen un mayor rendimiento en peso seco por planta, los doce tratamientos restantes presentan pesos menores, aun el testigo (T1) con 6.93 g de rendimiento más bajo con respecto a los demás

Además la figura 18, muestra la diferencia estadística de peso seco de la planta entre los diferentes tratamientos, con niveles distintos de abono orgánico, en donde se puede observar que los promedios del T8, peso seco por planta en la primera evaluación son mayores a los otros.

Esta diferencia de peso seco por planta, probablemente se puede atribuir a la dosis de aplicación de abono orgánico al cultivo de stevia, que están concentradas los macro y micronutrientes que favorecen en el desarrollo de masa foliar de la planta de stevia.

Tabla 22. Análisis de varianza, para la variable peso seco por planta de estevia (g) en la segunda evaluación.

FUENTES DE VARIACIÓN	GRADOS DE LIBERTAD	SUMA DE CUADRADOS	CUADRADO MEDIO	F. CALCULADO	PROBABILIDAD
REPETICIÓN	2	2.574	1.287	0.8896	
TRATAMIENTO	12	105.803	8.817	6.0937	0.0001
ERROR	24	34.725	1.447		
TOTAL	38	143.102			
Coeficiente de Variacion			: 12.10		

Tabla 23. Comparación de promedios de peso seco por planta (g) con niveles de abono orgánico, según la prueba de Duncan. Segunda evaluación.

TRATAMIENTOS	PROMEDIO	DUNCAN
T1 (Testigo)	8.863	DE
T2 (Vacuno al 20 %)	7.233	E
T3 (Vacuno al 40 %)	7.223	E
T4 (Vacuno al 60 %)	9.527	CD
T5 (Vacuno al 80 %)	8.717	DE
T6 (Ovino al 20 %)	12.417	A
T7 (Ovino al 40 %)	11.727	ABC
T8 (Ovino al 60 %)	12.18	AB
T9 (Ovino al 80 %)	10.323	BCD
T10 (Cuy al 20 %)	10.657	ABCD
T11 (Cuy al 40 %)	8.81	DE
T12 (Cuy al 60 %)	10.83	ABCD
T13 (Cuy al 80 %)	10.753	ABCD

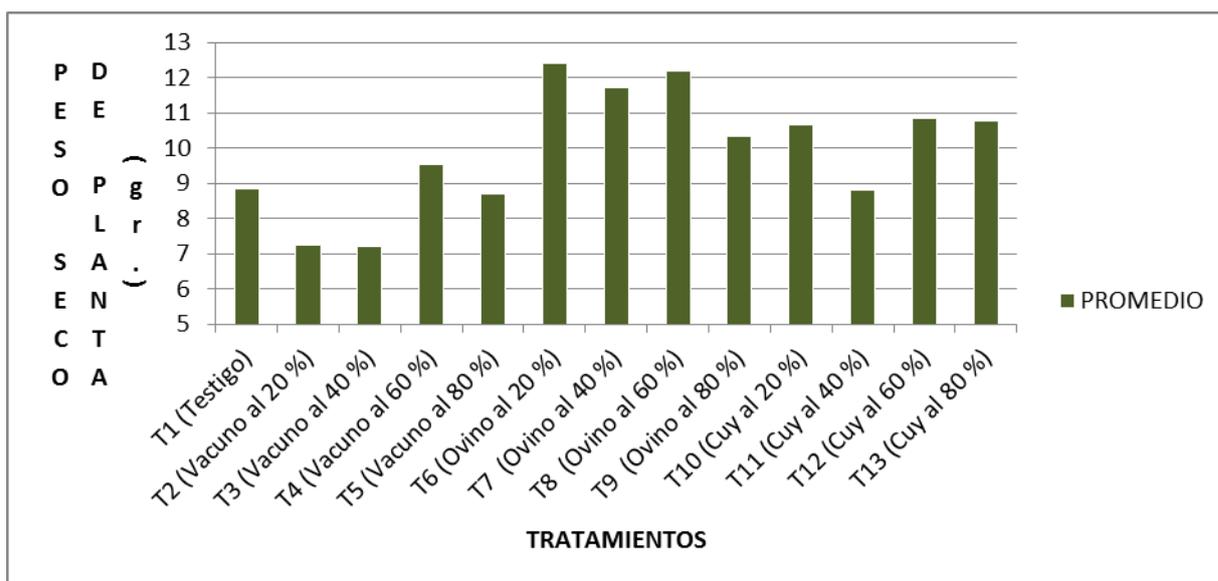


Figura 19. Promedio del peso seco por planta (g) con aplicación de abono orgánico foliar en concentraciones de 20 %, 40 %, 60 % y 80 % (vacuno, ovino y cuy). En la segunda evaluación

La tabla 22, muestran el análisis de varianza de peso seco de la planta para la segunda evaluación, donde se observa que existe diferencia significativa en las evaluaciones, esto significa que el abono orgánico aplicada foliarmente a las plantas afectó en el peso seco de planta. El coeficiente de variación para la segunda evaluación fue de 12.10 %, lo que significa que los datos son confiables y se encuentran dentro del rango aceptable de análisis estadístico.

De acuerdo a la prueba de comparaciones múltiples de Duncan para la segunda evaluación (tabla 23), se observa que el tratamiento T6, con 12.417 g es estadísticamente el que presentan el mejor peso seco de planta, y siendo significativo con respecto al testigo T1 con 8.863 g de peso. Lo que indica que la aplicación de abono orgánico foliarmente afectó favorablemente en el peso seco de la planta, también se puede atribuir al número de hojas, tallos y ramas.

En la figura 19, se puede observar los rendimientos con las mejores dosis de aplicación. En la segunda evaluación el T6 (20 % de concentración de abono orgánico de ovino) produce un mayor rendimiento en peso seco de la planta con 12.417 g, los doce tratamientos restantes presentan pesos menores,

el testigo (T1) con 8.863 g de rendimiento; y los T2 y T3 presentan los rendimientos más bajos con respecto a los demás, con 7.23 g.

García (1982), indica que el nitrógeno, fósforo y potasio, son los elementos nutritivos principales de las plantas, para el desarrollo de las mismas y se encuentran en los tejidos de crecimiento, raíces, botones de yemas, flores, hojas y frutos.

Esta diferencia de peso seco por planta, probablemente se puede atribuir a la dosis de aplicación de abono orgánico al cultivo de estevia, que están concentradas los macro y micronutrientes que favorecen en el desarrollo de masa foliar de la planta de estevia.

CAPÍTULO V

CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

De los análisis de los resultados y su discusión se puede concluir lo siguiente:

- El abonamiento orgánico aplicado foliarmente influyó positivamente en la altura, número de tallos, peso fresco y peso seco de la planta de estevia (*Stevia rebaudiana b.*) a nivel de invernadero en Cajamarca.
- La altura de planta tuvo mejores resultados con el tratamiento T8 (60 % de concentración de abono orgánico de ovino), tanto en la primera evaluación como en la segunda con 39.83 cm y 47.33 cm respectivamente.
- El número de tallos por planta tuvo mejores resultados con el tratamiento T9 (80 % de concentración de abono orgánico de ovino), en la primera evaluación con 10.667 unidades y en la segunda evaluación los mejores resultados fueron obtenidos por los tratamientos T6, T7, T8, T9 , siendo el mayor de ellos el T9 con 12.667 unidades.
- El peso fresco por planta en la primera evaluación tuvo mejores resultados con el tratamiento T6 (20 % de concentración de abono orgánico de ovino) con 53.967 g y en la segunda evaluación los mejores resultados se obtuvieron con los tratamientos T6, T7, T8, T9, siendo el más alto el T8 (60 % de concentración de abono orgánico de ovino) con 48.913 g.
- El peso seco por planta en la primera evaluación tuvo mejores resultados con los tratamientos T7 T8 (20 % y 40 % de concentración de abono orgánico de ovino), siendo el más alto el T8 con 14.313 g y en la segunda

evaluación el mejor resultado se obtuvo con el tratamiento T6 (20 % de concentración de abono orgánico de ovino) con 12.417 g.

Para mejorar la eficiencia de la producción de estevia, con fertilizantes orgánicos y viables económicamente, se recomienda para futuros estudios los siguientes:

- Realizar trabajos destinados a la identificación y selección de variedades.
- Realizar trabajos de investigación con fertilizantes orgánicos con mayor concentración de potasio, ya que este elemento es muy importante en el rendimiento de la masa foliar.
- Realizar un estudio solamente con abono orgánico de ovino en campo abierto, para determinar su influencia en el cultivo.
- Dar más énfasis científico a la producción agroecológica de stevia, en cuanto al manejo técnico de producción sostenible y modelos de producción que minimice la degradación del medio ambiente.
- Efectuar estudios similares y complementarios al presente trabajo de investigación en estas regiones agroecológicas del norte de Perú.

CAPÍTULO VI

BIBLIOGRAFIA

Baur, P., Schnherr, J. y Buchholz, A. (1997). Diffusion in plant cuticles as affected by temperature and size of organic solutes: similarity and diversity among species [Difusión en cutículas de plantas que son afectadas por la temperatura y el tamaño de solutos orgánicos: similaridad y diversidad entre especies]. *Plant, Cell and Environment*, 20, 982-994.

Camasca, A. 1998. Horticultura Práctica. Universidad Nacional de San Cristobal de Huamanga. Ayacucho – Perú. 248 p.

Cardozo B. Rafael. 2006. Efecto de la competencia de las malezas en el rendimiento del cultivo de KA´AHE´E (***Stevia rebaudiana (Bert.) Bertoni***). Tesis bach. Paraguay. Universidad Nacional de Paraguay: Dpto. de Protección Vegetal. Pag. 3.

Colque T., Rodríguez D., Mujica A., Canahua A., Apaza V. y Jacobsen E. 2005. Producción de Biol. Abono líquido Natural y Ecológico. Estación Experimental Illpa. Puno – Perú. Pags. 10,11

Coronado, G. 1986. "Efecto de cuatro Abonos Orgánicos en diferentes dosis para el Cultivo de Maíz en Cajamarca". Tesis – Ingeniero Agrónomo. Facultad de Ciencias Agrícolas y Forestales. 46 p.

Cortés Cortés, JE. 2012. Análisis de crecimiento del cultivo de stevia (***Stevia rebaudiana B.***) con proyección agroindustrial en el Valle del Cauca. Tesis bach. Santiago de Cali – Colombia. Universidad de San Buenaventura Cali. Pags. 32-35.

De la Peña, E. 1983. "Primer Seminario Nacional de Capacitación - Biogás" ITINTEC – UNTC. Cajamarca. Perú. 16 p.

EDAC, e INCAGRO. 2009. Manual Técnico de Producción de Stevia: "Adaptabilidad biológica para la introducción de la Stevia (***Stevia rebaudiana B.***) en seis zonas agroecológicas andinas de San Ignacio y Chota". Cajamarca. Págs. 3-7.

Fageria, N., Barbosa Filho, M., Moreira, A. y Guimaraes, C. (2009). Foliar fertilization of crop plants [Fertilización foliar en plantas de cultivo]. *Journal of Plant Nutrition*, 32, 1044-1064.

Felippe. G. M. 1977. ***Stevia rebaudiana B.*** II Seminario. Brasileiro sobre ***Stevia rebaudiana B.*** Ital. Campinas. Instituto de Tecnologías de alimentos, Sao Paulo.

Fernández, V. y Eichert, T. (2009). Uptake of hydrophilic solutes through plant leaves: Current state of knowledge and perspectives of foliar fertilization [Absorción de solutos hidrofílicos a través de las hojas de las plantas: Estado actual del conocimiento y perspectivas de la fertilización foliar]. *Critical Reviews in Plant Science*, 28, 36-68.

Flores, A. 1985. "Comparativo de seis Abonos Orgánicos y un Químico en el cultivo de Repollo". Tesis – Ingeniero Agrónomo. Facultad de ciencias Agrícolas y Forestales. 57 p.

Frossard, E., Bucher, M., Mächler, F., Mozafar, A. y Hurrell, R. (2000). Potential for increasing the content and bioavailability of Fe, Zn and Ca in plants for human nutrition [Posibilidad de incrementar el contenido y la biodisponibilidad de Fe, Zn y Ca en plantas utilizadas en nutrición humana]. *Journal of the Science and Food and Agriculture*, 80, 866.

Gattoni, L. A. 1945. Caa-Jhee A wild shrub native to Paraguay (***Stevia rebaudiana* Bert.**) September. Typed Material. STICA, Paraguay.

Gros, A. 1986. Abonos. Guía de la fertilización. Ediciones Mundi – Prensa. España. 170 p.

Guerrero, J. 1993. Abonos Orgánicos. Tecnología Ecológica para el Manejo de los Suelos. Primera Edición. Lima – Perú. 90 p.

Hauke, V. y Schreiber, L. (1998). Ontogenic and seasonal development of wax composition and cuticular transpiration of ivy (*Hedera helix* L.) sun and shade leaves [Desarrollo ontogénico y estacional de la composición de las grasas y la transpiración cuticular de las hojas de sol y de sombra de la hiedra (*Hedera helix* L.)]. *Planta*, 207, 67-75.

Hess, F. y Foy, C. (2000). Interaction of surfactants with plant cuticles [Interacción de agentes tensoactivos con las cutículas de las plantas]. *Weed Technology*, 14, 807-812.

Hess, F. y Foy, C. (2000). Interaction of surfactants with plant cuticles [Interacción de agentes tensoactivos con las cutículas de las plantas]. *Weed Technology*, 14, 807-812.

Holloway, P. J., (1993). Adjuvants for agrochemicals: Why do we need them? [Coadyuvantes para agroquímicos: ¿Por qué los necesitamos?].

Mededelingen - Faculteit Landbouwkundige en Toegepaste Biologische Wetenschappen. Universiteit Gent, 58(2a), 125-140.

Hu, Y., Burucs, Z. y Schmidhalter, U. (2008) Effect of foliar fertilization application on the growth and mineral nutrient content of maize seedlings under drought and salinity [Efecto de la aplicación de fertilización foliar en el crecimiento y el contenido de nutrientes minerales de plántulas de maíz bajo condiciones de sequía y salinidad]. *Soil Science and Plant Nutrition*, 54, 133–141.

Ibarra B., Carolina. 2011. Estudio de factibilidad para la implementación del cultivo de stevia (***Stevia rebaudiana Bertoni***) en Pedro Vicente Maldonado, Pichincha. Tesis bach. Quito. Universidad San Francisco de Quito - Colegio de Agricultura, Alimentos y Nutrición. Pag. 14.

Knoche, M., Petracek, P. y Bukovac, M. (1994). Urea penetration of isolated tomato fruit cuticles [Penetración de urea en cutículas aisladas de frutos de tomate]. *Journal of the American Society of Horticultural Science*, 119, 761-764.

Landazuri P. y Tigrero J. 2009. ***Stevia rebaudiana Bertoni***, una planta medicinal. Boletín Técnico Edición Especial. Escuela Politécnica Del Ejército Departamento De Ciencias De La Vida Carrera De Ingeniería En Ciencias Agropecuarias (IASA I). Sangolquí – Ecuador. Pags. 2, 3, 20.

LOPEZ, L. D. y PEÑA, L.G. 2004. Plan estratégico para la creación de una empresa dedicada a la producción y comercialización de la stevia. Trabajo de Grado. Facultad de Ingeniería. Colombia.

Medina, A. 2001. Abono Natural para las plantas. Proyecto RAAA - APGE - SENREM/USAID – COMAN. Perú. Folleto de 7p.

Medina, D. 2005. "Manejo de estiércol de ovino mediante dos, especies de lombriz; (*Eisenia foetida*) y una nativa". Tesis – Médico Veterinario Zootecnista. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo. 11 p.

Mohammadian, M., Watling, J. y Hill, R. (2009). Stomatal plugs and their impact on fungal invasion [Tapones estomáticos y su impacto en la invasión de hongos]. *Agathis robusta*. *Australian Journal of Botany*, 57, 389-395.

Monteiro R. 1982. Taxonomía e biología da reprodução de ***Stevia rebaudiana* (Bert.) Bertoni**. I Seminario Brasileiro sobre ***Stevia rebaudiana* Bertoni**. IV 1. Resumos ITAL Campinas 9/82. Instituto de Tecnología de Alimentos, Sao Paulo. Pagliosa

PINAYA, A. 1996. Densidades de siembra en el cultivo de estevia en la localidad de Palos Blancos. Tesis Ing. Agr. Universidad Mayor de San Andrés. Facultad de Agronomía. La Paz, Bolivia.

Radosevich, S., Holt, J. y Ghera, C. (1997). *Weed Ecology: Implications for Management* [Ecología de malezas: Implicaciones para su manejo]. New York: John Wiley & Sons.

SAKAGUCHI, M. 1982. As pesquisas japonesas con *Stevia Rebaudiana* Bert. Bertoi eo Esteviosideo ciencia y cultura No. 34.

Salisbury, F. y Ross, C. (2000). *Fisiología de las plantas*. Madrid: Paraninfo.

Schönherr, J. y Bukovac, M. (1972). Penetration of stomata by liquids. Dependence on surface tension, wettability, and stomatal morphology [Penetración de los estomas mediante líquidos. Dependencia de la

tensión superficial, la humectación y la morfología estomática]. *Plant Physiology*, 49, 813-819.

STEEL, R. Y TORRE, J. 1996. Bioestadística principios y procedimientos. impreso en México.

Rodríguez Gustavo y Franco Francisca Osiw Nicolaus, 2009, Boletín de la Mesa Sectorial Stevia, REDIEX.

Shock, Clinton C. 1982. Experimental Cultivation of Rebaudi's Stevia in California. Agronomy Prog No. 122. Univ, of California, Davis.

Suárez Isidro E y Salgado José A, 2008, Propagación in vitro de ***Stevia rebaudiana* Bert.** (Asteraceae-Eupatorieae) a través de organogénesis, Revista Temas Agrarios, Universidad de Ciencias Agrícolas, Córdoba, Vol. 13 No 1, pags 40-48, ISSN 0122-7610.

Suquillanda, M. 1995. El Biol. Fito estimulante Orgánico. Editorial FUNDAGRO. Ecuador.

Stevens, P., Baker, F. y Anderson, N. (1988). Factors affecting the foliar absorption and redistribution of pesticides. 2. Physicochemical properties of the active ingredient and the role of surfactant [Factores que afectan la absorción foliar y la redistribución de plaguicidas. 2. Propiedades Físicoquímicas del ingrediente activo y rol de los agentes tensoactivos]. *Pesticide Science*. 24, 31-53.

Tamayo Vélez, A. (Compilador). 2006. Tecnología para el cultivo de la estevia. Manual técnico 7. CORPOICA. Centro de Investigación La Selva. Rio Negro, Antioquia, Colombia. 116 pp.

Tortosa, G., Albuquerque, J., Ait-Baddi, G., Cegarra, J. (2012). The production of commercial organic amendments and fertilisers by

composting of two-phase olive mill waste (“alperujo”) *Journal of Cleaner Production*, 26, 48-55 DOI:10.1016/j.jclepro.2011.12.008.

Trejo-Télez, L., M. Rodríguez-Mendoza, Alcántar-González, G. y Gómez-Merino, F. (2007b). Micronutrient foliar fertilization increases quality of tomato (*Lycopersicon esculentum* L.) in alkaline soils [La fertilización foliar de micronutrientes incrementa la calidad del tomate (*Lycopersicon esculentum* L) en suelos alcalinos]. *Acta Horticulturae*, 729, 301-306.

Trinidad Santos, A. y Aguilar Manjarrez, D. (2000). Fertilización foliar, un respaldo importante en el rendimiento de los cultivos. *Terra*, 17, 247-255.

Wallin Harriet, 2008, Steviol Glycosides, Chemical and Technical Assessment, 69th JECFA, FAO.

Weinbaum, S., Brown, P. y Johnson, R. (2002). Application of selected macronutrients (N, K) in deciduous orchards: physiological and agro technical perspectives [Aplicación de macronutrientes seleccionados (N, K) en huertos caducifolios: perspectivas fisiológicas y agro técnicas]. *Acta Horticulturae*, 594, 59-64.

Wójcik, P. (2004). Uptake of mineral nutrients from foliar fertilization [Absorción de nutrientes minerales mediante fertilización foliar]. *Journal of Fruit and Ornamental Plant Research*, 12, 202-204, 212-213.

Zubaite, f. (2008) s.f. Manual Del Cultivo De La Stevia (Hierba Dulce). Lima PE. La Molina. Disponible en: www.lamolinape. Consulta: 2008-02-05.