



UNIVERSIDAD DE ORIENTE
NÚCLEO DE SUCRE
ESCUELA DE CIENCIAS
DEPARTAMENTO DE QUÍMICA

CARACTERÍSTICAS FISICOQUÍMICAS DE DOS SUELOS DE MANICUARE
(PENÍNSULA DE ARAYA) Y EFECTO DEL ABONADO CON HUMUS SOBRE EL
DESARROLLO VEGETATIVO Y COMPOSICIÓN QUÍMICA DE

Aloe vera (L.) Burm. f.
(Modalidad: Investigación)

FREDERYS JOSÉ HERNÁNDEZ RODRÍGUEZ

TRABAJO DE GRADO PRESENTADO
COMO REQUISITO PARCIAL PARA OPTAR AL TÍTULO DE
LICENCIADO EN QUÍMICA

CUMANÁ, 2011

CARACTERÍSTICAS FÍSICOQUÍMICAS DE DOS SUELOS DE MANICUARE
(PENÍNSULA DE ARAYA) Y EFECTO DEL ABONADO CON HUMUS SOBRE EL
DESARROLLO VEGETATIVO Y COMPOSICIÓN QUÍMICA DE
Aloe vera (L.) Burm. f.

APROBADO POR:

Dra. Luisa Rojas de Astudillo
Asesora

MSc. José Véliz
Co-asesor

Prof. Yarima Alfonzo
Jurado

Prof. José Imery
Jurado

ÍNDICE

	Pág.
ÍNDICE.....	i
DEDICATORIA	iv
AGRADECIMIENTO	v
LISTA DE TABLAS	vi
LISTA DE FIGURAS.....	vii
RESUMEN	ix
INTRODUCCIÓN.....	1
METODOLOGÍA.....	12
SELECCIÓN Y RECOLECCIÓN DE MUESTRAS DE SUELO.....	12
CLIMATIZACIÓN Y CULTIVO DE PLANTAS DE <i>Aloe vera</i>	13
Climatización en cultivos hidropónicos.....	13
Preparación del humus sólido	14
Preparación del suelo y cultivo de las plantas <i>Aloe vera</i>	15
ANÁLISIS FÍSICOQUÍMICOS DE SUELOS	15
Clasificación de muestras de suelo de acuerdo a su textura	15
pH de los suelos	16
Humedad.....	16
Conductividad Eléctrica en Extracto de Saturación (CE _e).....	17
Materia orgánica (MO)	17
Macronutrientes, sodio y capacidad de intercambio catiónico (CIC).....	18
Micronutrientes.....	18
Fósforo disponible	18
Azufre disponible.....	19
Nitrógeno total.....	19
Nitrógeno en forma de amonio (N-NH ₄ ⁺).....	20
Nitrógeno en forma de nitrato (N-NO ₃ ⁻).....	20

Cloruros	20
OBTENCIÓN DE PARÁMETROS FÍSICOS DE DESARROLLO VEGETATIVO	21
Número de hojas	21
Longitud (LF), ancho (AF) y espesor (EF) de las hojas	21
Volumen de la hoja (VF)	21
ANÁLISIS FISICOQUÍMICO FOLIAR-RADICAL	21
Acidez titulable	21
Macronutrientes y sodio.....	22
Micronutrientes y azufre	22
Fósforo	22
Análisis Estadísticos	22
RESULTADOS Y DISCUSIÓN	23
ANÁLISIS FISICOQUÍMICO DE SUELOS	23
Textura de los suelos.....	23
pH y humedad.....	25
Materia Orgánica en Suelos (MO).....	26
Conductividad eléctrica en extracto de saturación (CE _e)	29
Capacidad de intercambio catiónico (CIC).....	31
Contenido de potasio, calcio, magnesio y sodio	32
Contenido de cinc, hierro, cobre y manganeso	41
Fósforo disponible	43
Azufre	45
Nitrógeno Total, Amoniacal y Nitrato.....	47
Cloruro	49
Acidez Titulable.....	50
PARÁMETROS FÍSICOS DE DESARROLLO DE TEJIDO VEGETAL	51
Numero de hojas	51
Desarrollo vegetativo	52
CONCLUSIONES	55
BIBLIOGRAFÍA	57

APENDICE.....	1
HOJA DE METADATOS	17

DEDICATORIA

A mi madre, Yudith Rodríguez (†) a quien le dedico esté logro con todo mi corazón.

A mi padre, Alfredy Hernández quien junto a mi madre me brindó todo su apoyo, amor y cariño para alcanzar esta meta.

A mis abuelos Gumersindo Rodríguez (†) y Ana Marcano.

A mis tías y tíos, en especial a Luisa Hernández, Celia Hernández y Pedro Hernández por estar a mi lado en las buenas y malas.

A mis hermanos, Yajaira, Yennys, Hayslin y Alfred, han sido un apoyo importante a lo largo de toda mi vida.

A mi novia, Haidetty Villarroel y a su familia, por brindarme su apoyo en los momentos más difíciles. Gracias por comprenderme y tolerarme.

A mis primos, especialmente a Ewduard Hernández, espero que este logro le sirva de estímulo para luchar por alcanzar cada una de sus metas.

A toda mi familia por brindarme motivación a lo largo de mi crecimiento tanto como persona, como en los estudios. Y en especial a Pedro Luis Córdova. Gracias a todos.

A la Sra. Adoración Oca y a toda su familia, gracias por su apoyo.

AGRADECIMIENTO

Quiero agradecer con todo mi corazón a la Dra. Luisa Rojas de Astudillo, quien durante la realización de esta investigación se convirtió en fuente de admiración. Gracias por todo su apoyo, asesoría y dedicación, sin su colaboración este trabajo no hubiera sido posible.

Al Prof. José Veliz, por su valioso aporte durante el desarrollo de análisis fisicoquímicos en vegetales, sin su asesoría tampoco hubiera sido posible la realización de este trabajo de investigación.

Al Ing. Franklin Martínez, quien elaboró el humus empleado en este trabajo de investigación. Un gran aporte de su parte.

A mi amigo TSU Henry Astudillo por su colaboración en la realización de los análisis mediante Espectrometría de Emisión Óptica con Plasma Inductivamente Acoplado (ICP-OES).

A mis amigos: Marines Lemus, Felitza Guerra, Zenaida Barroyeta, Surima Dakdouk, Ana Melissa Escalona, Pablo Guzmán, David Márquez y Luis Malavé.

Al personal del Instituto de Investigaciones en Biomedicina y Ciencias Aplicadas (IIBCA-UDO), especialmente al TSU José Luis Prin.

A todos muchas gracias.

LISTA DE TABLAS

	Pág.
Tabla 1. Coordenadas de las submuestras que conforman la estación A.	13
Tabla 2. Coordenadas de las submuestras que conforman la estación B.....	13
Tabla 3. pH y humedad de las muestras de suelo de la península de Araya, con y sin aplicación de humus.....	25
Tabla 4. Carbono orgánico en muestras de suelo de la península de Araya, con y sin aplicación de humus.....	26
Tabla 5. Parámetros de desarrollo vegetativo de plantas de <i>Aloe vera</i> cultivadas en distintos suelos.....	51
Tabla 6. Número de hojas en plantas de <i>A. vera</i> en suelos con y sin aplicación de humus.	51
Tabla 7. Parámetros de desarrollo vegetativo de plantas de <i>Aloe vera</i> cultivadas en distintos suelos.....	52

LISTA DE FIGURAS

	Pág.
Figura 1. Ecosistema semiárido (Bran <i>et al.</i> , 2000).....	3
Figura 2. Península de Araya del estado Sucre, Venezuela.....	4
Figura 3. Planta de <i>Aloe vera</i> (L.) Burm f. (Manicuare, península de Araya).....	6
Figura 4. Cultivo de <i>A. vera</i> (L.) Burm. f. en la península de Araya.....	10
Figura 5. Cultivo de <i>Aloe vera</i> afectado por condiciones desfavorables de suelos.....	10
Figura 6. Área de muestreo en la península de Araya.....	12
Figura 7. Porcentajes de arcilla, limo y arena en muestras de suelo de la península de Araya.....	23
Figura 8. Distribución de los porcentajes de arena, arcilla y limo de las muestras de suelo MA y MB en el triángulo textural de la USDA.....	24
Figura 9. Relación entre el contenido de materia orgánica (MO) y los porcentajes de arcilla (a) muestras de suelo Est_A y (b) muestras de suelo Est_B.....	27
Figura 10. Relación entre el contenido de materia orgánica (MO) y los porcentajes de limo en (a) muestras de suelo Est_A y (b) muestras de suelo Est_B.....	27
Figura 11. Relación entre el contenido de materia orgánica (MO) y el porcentaje de arena en (a) muestras de suelo MA y (b) muestras de suelo MB.....	28
Figura 12. Conductividad eléctrica en el extracto de saturación de muestras de la península de Araya y suelos abonados con humus.....	30
Figura 13. Capacidad de intercambio catiónico (CIC) de muestras de suelo de la península de Araya y suelos abonados con humus.....	31
Figura 14. Relación entre la CIC en $\text{cmol}(+)\cdot\text{kg}^{-1}$ y el porcentaje de arcillas en (a) suelos Est_A y (b) en suelos Est_B.....	32
Figura 15. Contenido de (a) potasio, (b) calcio, (c) magnesio y (d) sodio ($\text{cmol}(+)\cdot\text{kg}^{-1}$) en muestras de suelos de la península de Araya.....	33
Figura 16. Correlación entre la capacidad de intercambio catiónico y el contenido de (a) potasio, (b) calcio, (c) magnesio y (d) sodio en suelos de la estación A.....	35

Figura 17. Correlación entre la capacidad de intercambio catiónico y el contenido de (a) potasio, (b) calcio, (c) magnesio y (d) sodio en suelos de la estación B.	36
Figura 18. Contenido de (a) potasio, (b) calcio, (c) magnesio y (d) sodio en la parte aérea de plantas de <i>Aloe vera</i> cultivada en suelos de la península de Araya, con y sin aplicación de humus.....	37
Figura 19. Contenido de (a) potasio, (b) calcio, (c) magnesio y (d) sodio en la parte radical de plantas de <i>Aloe vera</i> cultivada en suelos de la península de Araya, con y sin aplicación de humus.....	40
Figura 20. Contenido de (a) hierro, (b) cinc, (c) cobre y (d) manganeso (mg/kg) en muestras de suelos de la península de Araya.	42
Figura 21. Contenido de micronutrientes en muestras de tejido vegetal provenientes de hojas de <i>Aloe vera</i> cultivadas en suelos de la península de Araya.	43
Figura 22. Contenido de fósforo disponible en muestras de suelo de la península de Araya, con y sin aplicación de humus.	44
Figura 23. Contenido de fosforo en muestra de tejido vegetal provenientes de las hojas de plantas de <i>Aloe vera</i> cultivadas en suelos de la península de Araya.....	45
Figura 24. Contenido de azufre disponible en muestras de suelo de la península de Araya, con y sin aplicación de humus.	46
Figura 25. Contenido de azufre en muestra de tejido vegetal provenientes de las hojas de plantas de <i>Aloe vera</i> cultivadas en suelos de la península de Araya.	46
Figura 26. Contenido de (a) nitrógeno total, (b) nitrógeno en forma de nitrato y (c) nitrógeno en forma de amonio en muestras de suelos de la península de Araya.....	48
Figura 27. Contenido de cloro en forma de cloruro en suelos de la península de Araya	50

RESUMEN

En este trabajo se determinaron las características fisicoquímicas de dos muestras de suelos provenientes de la península de Araya, con la finalidad de estudiar sus efectos sobre el desarrollo vegetativo y composición química de plantas de *Aloe vera* (L.) Burm. f. También se evaluó el efecto de la aplicación de humus en las características fisicoquímicas de los suelos y su potencial impacto en el desarrollo y composición química de las plantas de *Aloe vera*. Se determinaron la textura, el pH, la conductividad eléctrica y la humedad. Para la determinación del contenido de macronutrientes y micronutrientes se empleó la espectrometría de emisión óptica con plasma inductivamente acoplado (ICP-OES). Los análisis físicos evidenciaron elevados pH en los suelos Est_A, pero esto no afectó el desarrollo vegetativo de las plantas de *Aloe vera*. Ambos suelos resultaron ser deficientes en el contenido de potasio, observándose una mayor absorción de sodio, fósforo y azufre por parte de las plantas expuestas a esta condición, pero no se observaron efectos negativos sobre el desarrollo vegetativo. La aplicación de humus incrementó los niveles de potasio en el suelo, aumentó la absorción de este elemento por parte de la planta y disminuyó el contenido de sodio, azufre y fósforo en la misma, a pesar de una mayor disponibilidad de estos dos últimos elementos en el suelo. Sin embargo, la adición del humus a las muestras de suelos de la Est_A produjo un efecto negativo sobre el desarrollo vegetativo de las plantas; es posible que el incremento del pH (9,54), por esta adición, no sea tolerado por las plantas de *Aloe vera* (L.) Burm. f.

INTRODUCCIÓN

A lo largo de la historia el suelo a recibido una serie de definiciones que dependen del punto de vista del investigador que la realiza, en general, este se considera como un cuerpo natural y dinámico localizado en la superficie de la corteza terrestre, constituido de materiales minerales y orgánicos, agua y aire donde se desarrollan las raíces de las plantas, cuyas propiedades físicas, químicas y biológicas son el resultado de la interacción entre el material parental, los organismos vivientes (vegetales y animales), el clima (temperatura, pluviosidad, humedad relativa, vientos etc.) y el relieve a través del tiempo (Blanco, 2003).

En 1999, el Soil Survey Staff, estableció el siguiente concepto de suelo:

El suelo es un cuerpo natural compuesto de sólidos (minerales y orgánicos), líquidos y gases que ocurre en la superficie de la tierra, ocupa un espacio y se caracteriza o porque tiene horizontes o capas que se diferencian del material inicial como resultados de las adiciones, pérdidas, translocaciones y transformaciones de energía y materia o porque es capaz de soportar plantas arraigadas en un ambiente natural (Jaramillo, 2002).

La fase sólida representa el 50% del volumen del suelo y está compuesto básicamente por partículas minerales y materia orgánica, el 50% restante está representado por espacios porosos llenos de agua y aire en proporciones variables de acuerdo a las características del suelo (Guarnaschelli y Garau, 2009).

La fracción orgánica proviene de plantas, animales y microorganismos muertos que se acumulan en el suelo (biomasa fresca o necromasa) o es el producto de alteraciones químicas (desnaturalización) de productos sintetizados por plantas y microorganismos (Porta *et al.*, 2003).

La fase líquida está conformada por agua con iones disueltos y sustancias en solución o suspensión. Esta fase permite que haya reacciones químicas, transformaciones y translocaciones en el suelo y suministra agua y nutrientes en una forma que las plantas pueden absorber. Por último, la fase gaseosa está compuesta por gases como el oxígeno, nitrógeno, dióxido de carbono (CO₂) y vapor de agua, los cuales se mueven por difusión. La fase gaseosa es la encargada de proveer oxígeno a las raíces, su falta produce anoxia y muerte de la planta (Porta *et al.*, 2008).

Cada uno de los suelos presentes en el mundo, posee características físicas y químicas que varían de acuerdo a los ecosistemas a los que estos pertenecen. Además, cada uno de ellos presenta una capacidad distinta para funcionar dentro de los límites de dicho ecosistema para sostener la productividad, sin perder sus propiedades físicas, químicas y biológicas (productividad biológica sostenible); atenuar contaminantes ambientales y patógenos (calidad ambiental) y promover la salud de las plantas y los animales. Esto es lo que se conoce como calidad del suelo (Bautista *et al.*, 2004).

En 1997, Seybold *et al.*, (citados por Bautista *et al.*, 2004), indicaron que algunas propiedades físicas y químicas de los suelos pueden ser empleadas, como indicadores que permiten evaluar la calidad y salud del mismo. Las propiedades físicas que son empleadas como indicadores de calidad y salud, son aquellas que permiten conocer la manera en que este recurso acepta, retiene y transmite agua, como por ejemplo: la textura, la retención de humedad y la densidad aparente. Los indicadores químicos se refieren a las condiciones que afectan las relaciones planta-suelo, como lo son el pH, la conductividad eléctrica, la materia orgánica, la capacidad de intercambio catiónico y la capacidad de absorción de fosfatos y nitrógeno (total y mineralizable).

Muchos factores disminuyen la calidad del suelo, como lo son los fenómenos de degradación de la cubierta vegetal, erosión, desertificación, salinidad, sodicidad y agotamiento de macronutrientes. En este sentido, uno de los ambientes naturales más frágiles son los ecosistemas áridos, semiáridos y subhúmedos, debido a la gran cantidad

de factores que influyen negativamente sobre la calidad y salud de sus suelos (FAO, 2007).

La Convención de las Naciones Unidas de Lucha contra la Desertificación (UNCCD) definió las zonas áridas, semiáridas y subhúmedas como “aquellas zonas en las que la proporción entre la precipitación anual y la evapotranspiración potencial está comprendida entre 0,05 y 0,65, excluyendo las regiones polares y subpolares”. En otras palabras, son aquellas zonas donde el promedio de lluvias es menor que las pérdidas potenciales por evaporación y transpiración (Gratzfeld, 2004; Malagnoux *et al.*, 2007). La figura 1 ilustra un ecosistema semiárido.



Figura 1. Ecosistema semiárido (Bran *et al.*, 2000)

En 1969, Walton (citado por Fortanelli *et al.*, 2008) señaló que en el planeta existen aproximadamente 49 millones de kilómetros cuadrados considerados ecosistemas áridos, semiáridos o subhúmedos. Éstos comprenden un complejo grupo de regiones naturales ubicadas en varias áreas del planeta, que se interrelacionan con otros ecosistemas debido a su potencial natural y cultural para un desarrollo sostenible (FAO, 2007). En la América tropical, alrededor de 15 000 000 km² son afectados por climas secos que

moldean el cinturón árido peri-caribeño, incluyendo el norte de Venezuela y Colombia, las islas del Caribe, una buena proporción de América Central, especialmente México y Guatemala, y por último el noroeste de Brasil (Díaz, 2001).

En Venezuela, estos ecosistemas ocupan 41023 km² que se hallan repartidos a lo largo de la costa, desde la Goajira hasta el Golfo de Cariaco, además de la altiplanicie de Barquisimeto y las mesas áridas de los Andes. Adicionalmente, se ha establecido que 11420 km² de suelos presentan problemas de acidez, salinidad o sodicidad, y es que la acumulación de sales en el suelo (salinización) es un fenómeno común en regiones áridas y semiáridas, el cual también puede tener lugar en regiones próximas a la costa marina, debido a la inclusión o aspersion del agua de mar y en suelos donde el contenido de sodio del agua de riego es alto. El mayor porcentaje de estos suelos están ubicados en la zona costera del estado Sucre, así como en los estados: Anzoátegui, Falcón, Carabobo y Lara (Matteucci & Colma, 1997; Casanova, 2005).

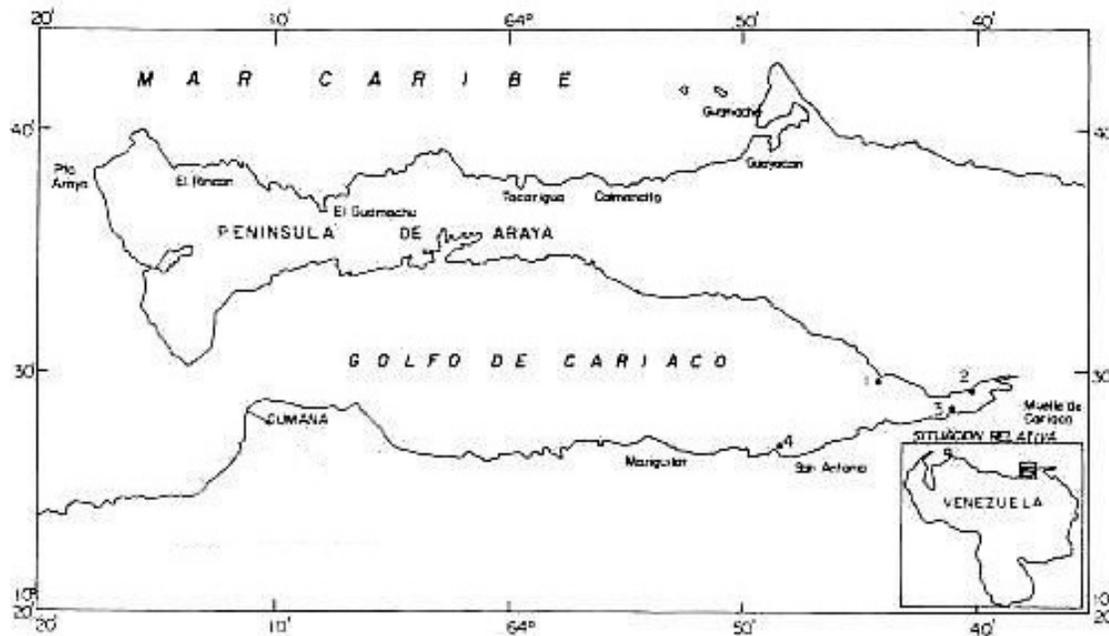


Figura 2. Península de Araya del estado Sucre, Venezuela.

La península de Araya en el estado Sucre (Figura 2), es una de las cuatro regiones

geográficas de Venezuela donde se encuentran ecosistemas áridos, semiáridos o subhúmedos. Está localizada en el Oriente de Venezuela, entre los 63°35' y 64°24' de longitud Oeste y los 10°25' y 10°45' de latitud Norte. Es una región, que por su aridez no puede sustentar una actividad agrícola suficiente para el autoconsumo, tan solo se practica la cría del ganado caprino y en muy baja escala. La explotación de las Salinas de Araya y la Pesca Artesanal han sido tradicionalmente, desde la Colonia, las principales fuentes de trabajo de la población arayense (Racca *et al.*, 1993).

La región se caracteriza por poseer un clima mega-térmico, con temperaturas medias de 30°C y precipitaciones erráticas, tanto en espacio como en tiempo, con promedio anual que varía entre 250 mm y 600 mm (Díaz, 2001). A su vez, en estos hábitats se encuentran dos tipos de ambientes naturales, el seco continental y el seco litoral; el último se caracteriza por las altas concentraciones de sales en el suelo (García, 2008).

El desarrollo de actividades agroindustriales en los ecosistemas áridos y semiáridos de Venezuela sido muy limitado, debido a que implica afrontar una serie de factores adversos, como lo son la falta de agua, falta de cubierta vegetal, bajo perfil productivo, escaso contenido de materia orgánica, entre otros (Pedroza *et al.*, 2004).

Las propiedades descritas anteriormente, evidencian el riesgo para su explotación, tomando en cuenta que dicha extensión corresponde sólo al 4,6% de las superficie de Venezuela; este parece justificativo suficiente para desalentar su explotación agrícola. Sin embargo, existen razones ecológicas y sociales importantes para intensificar la investigación y la implantación de proyectos de desarrollo en esta área, los cuales estén basados en políticas de menor riesgo, estos son, la protección ecológica de la franja semiárida hacia el entorno y la existencia de una población creciente de escasos recursos que no puede ser ignorada (Matteucci & Colma, 1997).

Aunque las características físicas y químicas de estos suelos impiden el desarrollo de la mayoría de los cultivos agrícolas tradicionales, existen plantas cultivables que son

económicamente rentables para ser empleadas en las regiones áridas y semiáridas de Venezuela, debido a su adaptación a la sequía, alta eficiencia en el consumo de agua, propagación vegetativa y alta productividad bajo las prácticas agrícolas correctas (Véliz *et al.*, 2007).

Aloe vera (L.) Burm f. o sábila (Figura 3) es una xerófita de la familia Aloaceae con capacidad de adaptación a ecosistemas áridos y semiáridos y de crecimiento en suelos pobres en nutrientes, que permite que sea cultivada en zonas que son poco promisorias para otros cultivos. La característica principal de esta planta es su metabolismo ácido crasuláceo (CAM), la cual es un tipo de fotosíntesis encontrada en las plantas vasculares para la asimilación del dióxido de carbono (CO_2) de la atmósfera. La asimilación se realiza debido a la actividad nocturna de una enzima denominada Fosfoenol Piruvato Carboxilasa (PEPC) y el producto de la reacción es almacenado en las vacuolas, luego en el siguiente periodo de iluminación el CO_2 es asimilado en los cloroplastos (Andrade *et al.*, 2007).



Figura 3. Planta de *Aloe vera* (L.) Burm f. (Manicuaire, península de Araya)

Esta planta se desarrolla en diversas condiciones ambientales, con temperaturas promedio de 18 a 30°C y precipitaciones medias de 600 mm. El tipo de suelo ideal es el suelo profundo con buen drenaje y textura media. El pH para su desarrollo es muy amplio desde ácidos (pH=5) hasta los altamente alcalinos (pH=10). Es interesante resaltar que en zonas de baja precipitación (< 600 mm) y en estado silvestre, *A. vera* se desarrolla con lentitud y temperaturas menores a los 5°C pueden dañar su parte aérea (Gómez *et al.*, 2001).

En los últimos años, el cultivo de *A. vera* ha tomado una gran importancia económica a nivel mundial, debido a los productos que se obtienen de sus hojas. Este interés ha propulsado la creación de grandes plantaciones y complejos agroindustriales con la capacidad de procesar cada uno de los subproductos obtenidos de esta planta. Este “boom” en su uso, se debe al alto valor remunerativo de los productos obtenidos, que han impactado los mercados internacionales de Estados Unidos, Japón, la Unión Europea, entre otros (Pedroza *et al.*, 2009; Silva *et al.*, 2010).

Además de su importancia económica, este cultivo posee una alta importancia social ya que es necesaria una gran cantidad de mano de obra que se ocupe de las plantaciones (Matteucci y Colma, 1997); especialmente durante la siembra y la recolección de hojas (Pedroza *et al.*, 2004) que al ser bien remunerado podría redundar en la mejora de vida de esos trabajadores. Sin embargo, a pesar de toda la importancia económica y social de esta planta, rica por sus propiedades medicinales, cosméticas y nutricionales, se tiene poca información sobre su manejo agronómico, el efecto de las características fisicoquímicas de los suelos y la disponibilidad de agua para su producción eficiente (Silva *et al.*, 2010).

Las condiciones del suelo pueden afectar la composición del gel, la concentración de pigmentos en las hojas y el rendimiento. La mayor parte de nutrientes y agua obtenida por la planta provienen directamente del suelo, estos son adsorbidos por el sistema radical, por lo que su disponibilidad está directamente relacionada con las propiedades y

características naturales del suelo o por las condiciones de manejo agrícola. Además, se tiene evidencia que la salinidad provoca la disminución del número de hojas en las plantas, así como la disminución del ancho, longitud y volumen foliar, disminuyendo la biomasa fresca y seca de la misma (Fuentes *et al.*, 2006; Delgado *et al.*, 2008; García, 2008).

Otros estudios han demostrado que el aumento de la materia orgánica (MO) mediante la aplicación de abonos orgánicos como el humus mejoran algunas características foliares de esta planta, así como la producción de biomasa y la tasa de crecimiento (Hasanuzzamam *et al.*, 2008). Además se ha observado como efecto adicional, su característica de biofertilizante al promover mayores defensas frente a invasiones bacterianas, fúngicas y tóxicas (Hernández *et al.*, 2007).

Los abonos orgánicos, por su composición son formadores de humus y enriquecen el suelo. El humus es el producto final, muy complejo y estable, que resulta del proceso de transformación de los tejidos originales de plantas y animal, es de color café o casi negro, amorfo, constituido de sustancias químicas muy complejas como los ácidos húmicos, fúlvicos y huminas (Blanco, 2003). Este influye favorablemente sobre las características físicas de los suelos (fertilidad física), mejorando varios indicadores de calidad como lo son la porosidad, retención de agua y densidad aparente. Los indicadores químicos también son afectados positivamente por la aplicación de abonos orgánicos, ya que estos aumentan directamente la cantidad de materia orgánica, el porcentaje de nitrógeno total, la capacidad de intercambio catiónico, el pH y la disponibilidad de sales (Trinidad, 2003; Galantini y Suñer, 2008).

El efecto de los abonos orgánicos sobre la materia orgánica es muy importante, ya que aumenta la disponibilidad de micronutrientes en el suelo y reduce los efectos tóxicos de los cationes libres, además estos mejoran la nutrición en fósforo al favorecer el desarrollo de microorganismos que actúan sobre los fosfatos propios del suelo (Trinidad, 2003).

Los abonos orgánicos también son una fuente importante de nitrógeno, el suministro de este elemento a la planta se relaciona con la utilización de los carbohidratos. Cuando las cantidades de nitrógeno son insuficientes, los carbohidratos se depositan en las células vegetativas causando un adelgazamiento de las hojas, mientras que en cantidades adecuadas las condiciones son favorables para el crecimiento, debido a la formación de proteínas a partir de los carbohidratos.

Sin embargo, no existen referencias bibliográficas claras y concluyentes acerca de los efectos de la aplicación de abonos orgánicos en cultivos de *A. vera*, y es que los estudios de esta planta muestran resultados contradictorios que deben ser analizados más detalladamente; debido a la poca información sobre el aporte de nutrientes por parte del abono aplicado, motivo por el cual las estimaciones de la necesidad de fertilizantes en estos cultivos se basan más en la disponibilidad inicial, rendimiento esperado e historia de cultivos, que en la cantidad y la calidad del abono orgánico (Pedroza *et al.*, 2004; Galantini y Suñer, 2008).

En la península de Araya, una de las regiones con menor progreso económico en Venezuela, que depende única y exclusivamente de la explotación de las salinas de Araya y de la pesca, el cultivo de *A. vera* se ha mostrado como la alternativa por excelencia para el aprovechamiento de un recurso tan amplio como lo son los suelos de la región. Por lo que en los últimos años, se han incentivado una serie de proyectos en pro de la siembra y explotación comercial de sus productos (Figura 4) (Véliz, 2007; García, 2008).

Desafortunadamente, los resultados de estas acciones no han sido las esperadas. Y es que en la actualidad en el estado Sucre existen más de 500 hectáreas de cultivo de *A. vera*, específicamente en el municipio Cruz Salmerón Acosta de la península de Araya, pero, estudios realizados por FONDADES en el año 2000 revelaron que dicha región, a pesar de poseer una de las áreas más grande de cultivo en todo el país y contar con características agroclimáticas apropiadas, comparativamente representa la menor

relación de producción de hojas (kg/ha) (García, 2008).



Figura 4. Cultivo de *A. vera* (L.) Burm. f. en la península de Araya



Figura 5. Cultivo de *Aloe vera* afectado por condiciones desfavorables de suelos.

La poca información acerca de la tolerancia de este cultivo a la salinidad, así como efecto de las concentraciones de macronutrientes y micronutrientes, sumado al desconocimiento del manejo agronómico apropiado de este cultivo, como las

condiciones del suelos y del agua de riego, provocan la pérdida de cosechas enteras (Figura 5) (Gómez *et al.*, 2001).

Este trabajo de investigación permite determinar las características físicas y químicas de dos suelos de Manicuaire (península de A rayá) y estudiar el efecto de la aplicación de humus en el desarrollo vegetativo y composición química de *Aloe vera* (L.) Burm f., mediante la observación de plantas cultivadas en suelos propios de la región y en suelos mejorados por la aplicación de humus bajo un ambiente controlado, con el objetivo de sentar bases que permitan el aprovechamiento de los suelos de la región en beneficio de la población que allí habita.

METODOLOGÍA

SELECCIÓN Y RECOLECCIÓN DE MUESTRAS DE SUELO

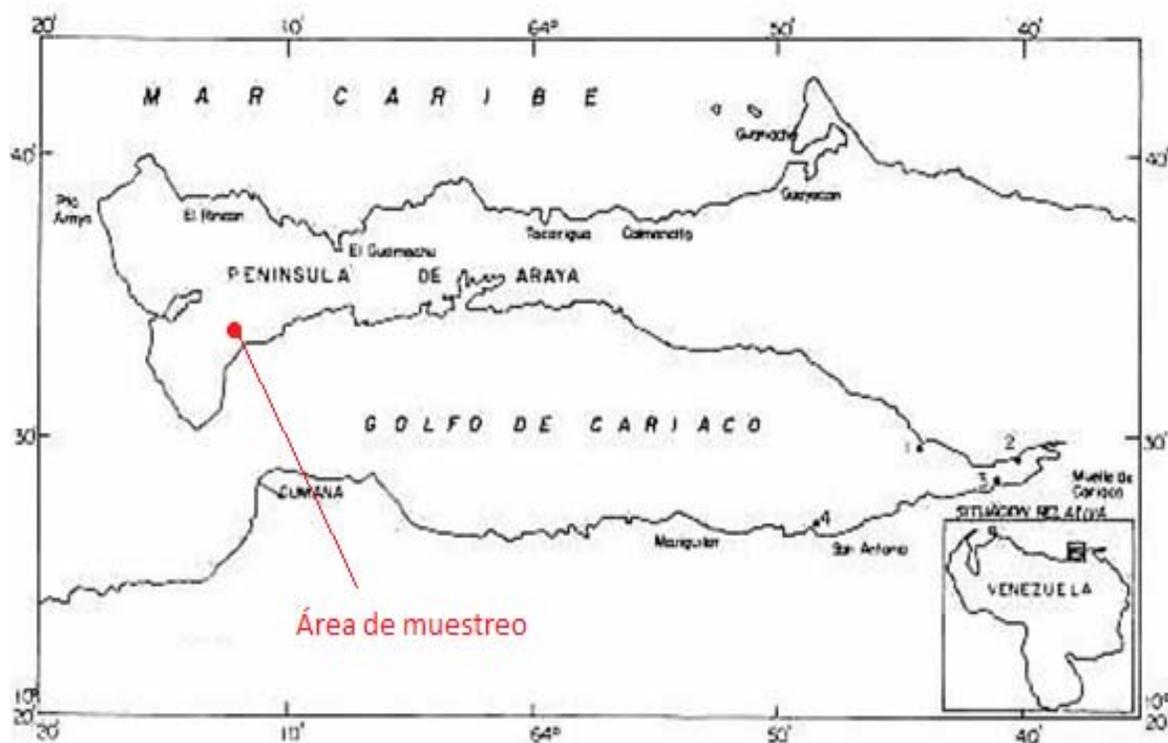


Figura 6. Área de muestreo en la península de Araya

Se seleccionaron muestras de suelo en dos sectores representativos de la localidad de Manicuare, ubicado en la península de Araya en el estado Sucre, los cuales son empleados para el cultivo de *Aloe vera*. Cada sector a su vez, fue dividido en 7 subestaciones, y las coordenadas de cada subestaciones se muestran en las tablas 1 y 2.

Para la recolección de muestras, en cada subestación, se demarcó un cuadrado de 30 cm de ancho por 30 cm de largo, con palas de teflón se tomaron muestras con una profundidad de 15 cm y se colocaron en bolsas de polietileno para su posterior análisis fisicoquímico en el laboratorio de Suelos del Departamento de Química de la

Universidad de Oriente.

Tabla 1. Coordenadas de las submuestras que conforman la estación A.

Subestación	Latitud	Longitud
1	10°32'43 N	64°13'26 W
2	10°32'44 N	64°13'26 W
3	10°32'43 N	64°13'25 W
4	10°32'44 N	64°13'24 W
5	10°32'43 N	64°13'24 W
6	10°32'44 N	64°13'25 W
7	10°32'44 N	64°13'23 W

Tabla 2. Coordenadas de las submuestras que conforman la estación B.

Subestación	Latitud	Longitud
1	10°32'55 N	64°13'31 W
2	10°32'54 N	64°13'30 W
3	10°32'53 N	64°13'30 W
4	10°32'53 N	64°13'31 W
5	10°32'52 N	64°13'30 W
6	10°32'52 N	64°13'29 W
7	10°32'51 N	64°13'30 W

CLIMATIZACIÓN Y CULTIVO DE PLANTAS DE *Aloe vera*

Climatización en cultivos hidropónicos

Se seleccionaron 24 plantas jóvenes de *A. vera* colectadas en la península de Araya. Luego de la selección, a las plantas se les eliminó todas las raíces y hojas dañadas. Estas fueron transferidas a cultivos hidropónicos, previo lavado de las raíces para eliminar

restos del medio de siembra y desinfección con una solución de hipoclorito de sodio al 2% V/V. Las plantas se ajustaron a soportes de plástico de color negro y se introdujeron en envases plásticos que contenían 2 litros de una solución nutritiva de Hoaglands con todos los macronutrientes y micronutrientes necesarios para su desarrollo (Fuentes *et. al.*, 2006). Las soluciones se renovaron cada 14 días y fueron aireadas continuamente mediante bombas de acuario. El volumen de la solución se ajustó con agua destilada, para reponer la pérdida por evaporación y transpiración (Fuentes *et. al.*, 2006). El período de climatización fue de 28 días, para fomentar el desarrollo de nuevas hojas y raíces.

Preparación del humus sólido

En un fundo ubicado en el sector Puerto La Madera, parroquia Santa Inés, Municipio Sucre del Estado Sucre, se recolectó estiércol de bovino, el cual se apiló, lavó y expuso al sol por seis semanas, este se humedeció cada ocho (8) días y se mezclaba para garantizar la descomposición total y homogeneidad del producto final (compost).

El compost se extendió en un lecho (fabricado con un tambor plástico cortado a la mitad longitudinalmente), se humedeció por una semana regando cada tres (3) días aproximadamente, se cubrió con un cartón para mantener la humedad. Se realizó la prueba de sobrevivencia con 50 lombrices que se colocaron en una caja bien drenada de 50 cm de alto por 50 cm de ancho y 15 cm de altura, que contenía una muestra representativa de compost (1/3 de la altura de la caja), pasadas 24 horas se verificó el estado de las lombrices encontrándose una mortalidad del 60% aproximadamente, por lo que fue necesario continuar con el lavado por otra semana, se repitió la prueba de sobrevivencia, alcanzando en esta oportunidad el estado óptimo, luego se sembró el resto de las lombrices en la cama, a razón de 1 kg/m².

El compost con las lombrices se revisó diariamente para mantener la humedad óptima, chequeándose la presencia de insectos, y calculándose la transformación a humus de

acuerdo a las características físicas observadas y a la cantidad de compost y lombrices colocadas.

Preparación del suelo y cultivo de las plantas *Aloe vera*

Culminado el período de climatización, las plantas de *A. vera* se cultivaron en los suelos procedentes de las estaciones A (Est_A) y B (Est_B). Para el cual se realizó una mezcla homogénea de las 7 muestras de suelo de cada estación, estas mezclas fueron llamadas suelos control. También se prepararon dos suelos (Hum_A y Hum_B) a partir de las muestras Est_A y Est_B, a los que se le aplicó humus sólido en una proporción 3:1 (suelo:humus).

Se tomaron 6 materos y a cada uno se le colocaron 3 kg de suelo aproximadamente de la mezcla Est_A. Se repitió el procedimiento con las mezclas Est_B, Hum_A y Hum_B. Se cultivó en cada matero una planta de sábila. Cada una de las muestras fue mantenida únicamente con riego de agua potable, durante un periodo de 90 días. Al finalizar ese periodo, las plantas fueron sometidas a los análisis necesarios para determinar los niveles de macronutrientes y micronutrientes, acidez, cloruros y los efectos de los distintos suelos en su desarrollo vegetativo (tamaño, ancho, espesor y volumen de las hojas).

ANÁLISIS FISICOQUÍMICOS DE SUELOS

Clasificación de muestras de suelo de acuerdo a su textura

Se pesaron 50 g de suelo seco, previamente tamizado con una malla de 2 mm. Se colocó la muestra de suelo en la copa de una batidora Hamilton Beach junto a 10 ml de una solución dispersante y 250 ml de agua desionizada. Se dispersó la muestra durante 5 minutos. Se transfirió el contenido de la copa a una probeta de 1 l, se lavó completamente la copa para no dejar ninguna partícula y se enrasó la probeta con agua desionizada. Se midió la densidad de la suspensión empleando un densímetro de

Bouyocos, además de la temperatura (t) de la misma. Se repitió el proceso anterior transcurridos 120 minutos de la medida inicial.

Una vez conocidos los valores del densímetro de Bouyocos, c (medida inicial) y c' (medida a los 120 minutos), se calculó el porcentaje de limo mediante la siguiente ecuación:

$$\%L = \left[\left(\frac{c + (t - 20) \times 0,36}{50} \right) - \left(\frac{c' + (t' - 20) \times 0,36}{50} \right) \right] \times 100,$$

el porcentaje de arena mediante esta otra ecuación:

$$\%A = 100 - \left(\frac{c + (t - 20) \times 0,36}{50} \times 100 \right),$$

y el porcentaje de arcilla mediante esta última ecuación:

$$\%Ar = \left(\frac{c' + (t' - 20) \times 0,36}{50} \right) \times 100,$$

donde el valor 0,36 en cada una de las ecuaciones es el valor de corrección por grado de diferencia de temperatura. Con los porcentajes de limo, arena y arcilla, se determinó la clasificación textural de cada suelo empleando el triángulo textural del Departamento de Agricultura de los Estados Unidos (USDA) (Apéndice A1).

pH de los suelos

Se pesaron 5 g de suelo y se mezclaron con 12,5 ml de agua desionizada en un beaker de 50 ml de capacidad. La mezcla se agitó durante media hora empleando agitación magnética y, posteriormente, se midió el pH de la mezcla empleando un potenciómetro digital marca Crison modelo Basic 20. De igual manera, se midió el pH del suelo empleando una solución de KCl 1 mol·l⁻¹ en sustitución del agua desionizada.

Humedad

En una cápsula de porcelana previamente pesada se colocó una muestra de suelo. La muestra se secó durante 24 horas en una estufa controlada a una temperatura de 105°C,

transcurrido dicho período de tiempo la muestra fue retirada de la estufa y se dejó enfriar a temperatura ambiente en un desecador durante 2 horas. Finalmente se midió la masa de la cápsula de porcelana. El porcentaje de humedad en la muestra se calculó mediante la siguiente expresión:

$$H = \frac{Mh - Ms}{Mh} \times 100,$$

donde, Mh es la masa de suelo húmedo y Ms es la masa de suelo secado a 105°C por 24 horas.

Conductividad Eléctrica en Extracto de Saturación (CE_e)

Se pesaron 40 g de suelo seco y se colocaron en un recipiente plástico. Se preparó una pasta agregando agua desionizada con una bureta hasta que se alcanzó el punto de saturación de la muestra de suelo. Se dejó la pasta en reposo durante 24 horas. Se colocó papel de filtro sobre un embudo y se humedeció con agua desionizada, dejando drenar el exceso de agua. Luego se conectó el embudo a un sistema de filtración al vacío. Se colocó la pasta sobre el embudo, se añadió agua desionizada y se aplicó vacío, hasta obtener 50 ml de extracto aproximadamente. Se midió la conductividad eléctrica directamente en el extracto empleando un conductímetro marca Hanna Instruments modelo HI9932.

Materia orgánica (MO)

Para determinar la cantidad de materia orgánica se empleó el método de combustión húmeda. Se pesó 1 g de suelo, después de tamizarlo con una malla de 2 mm de diámetro. Se agregó 5 ml de K₂Cr₂O₇ a 1 mol·l⁻¹ y se agitó suavemente. Luego se añadió 10 ml de H₂SO₄ al 98% y se agitó por 10 segundos. Se dejó en reposo por 30 minutos y se añadió 50 ml de agua, se mezcló bien y se dejó reposar durante 16 horas. Se transfirió la mezcla a un tubo de centrifuga y se centrifugo. El líquido obtenido se analizó mediante espectrofotometría en un equipo marca Shimadzu, modelo UV-1240 a una longitud de onda de 600 nm y comparado con una curva patrón preparada a partir de una solución de

sacarosa.

Macronutrientes, sodio y capacidad de intercambio catiónico (CIC)

Se pesaron 2,5 g de suelo por triplicado en tubos de centrifuga de 50 ml. Se añadió 25 ml de una solución extractante de $\text{CH}_3\text{COONH}_4$ a $1 \text{ mol}\cdot\text{l}^{-1}$ con pH ajustado a 7. Se agitó mecánicamente durante 30 minutos. Luego se centrifugó y se filtró el líquido sobrenadante, asegurando que el sólido permaneciera en el tubo de centrifuga. El líquido filtrado se analizó mediante un Espectrómetro de Emisión Óptica con Plasma Inductivamente Acoplado (ICP-OES), marca Perkin Elmer, modelo Optima DV5300. Se le agregaron 15 ml de NH_4Cl $1 \text{ mol}\cdot\text{l}^{-1}$, se agitó mecánicamente durante 10 minutos, se centrifugó y se descartó el líquido. Se repitió el proceso descrito pero empleando NH_4Cl $0,25 \text{ mol}\cdot\text{l}^{-1}$. Luego se lavó la muestra con $\text{CH}_3\text{CH}_2\text{OH}$ al 95% para eliminar residuos de ión cloruro. Se verificó la eliminación de dicho ión agregando unas gotas de AgNO_3 a una alícuota del lavado alcohólico. Al suelo lavado se le determinó la cantidad de amonio (NH_4^+) mediante la técnica de electrodo selectivo.

Micronutrientes

Se pesó 1 g de la muestra de suelo en un tubo de centrifuga de 50 ml y se le añadió 15 ml de una mezcla ácida de HCl y H_2SO_4 $1 \text{ mol}\cdot\text{l}^{-1}$. Se agitó mecánicamente durante un período de 15 minutos, se filtró la solución y se midió la concentración de micronutrientes mediante espectrometría de emisión óptica con plasma inductivamente acoplado (ICP-OES).

Fósforo disponible

Primeramente se aplicó el método de extracción de Olsen, para el cual se pesó 1 g de suelo en un tubo de centrifuga de 50 ml, se añadió 20 ml de NaHCO_3 $0,5 \text{ mol}\cdot\text{l}^{-1}$. Se agitó la mezcla durante 30 minutos y se centrifugó por 10 minutos. El líquido sobrenadante se filtró. Luego para cuantificar la cantidad fósforo disponible se aplicó el

método de Murphy-Riley. En este caso, en un balón aforado se colocó una alícuota de 5 ml del líquido del filtrado anterior y se acidificó con H_2SO_4 $10 \text{ mol}\cdot\text{l}^{-1}$. Se añadió 10 ml de agua desionizada y 4 ml del reactivo de Murphy-Riley, se enrasó con agua desionizada. La solución se analizó mediante espectrofotometría en un equipo marca Shimadzu, modelo UV-1240 a una longitud de onda de 840 nm.

Azufre disponible

Se mezcló 1 g de suelo y 3 g de una mezcla de óxido de magnesio y carbonato de sodio en una proporción 2:1 (denominada mezcla Eschka). Se transfirió a una cápsula de porcelana, y posteriormente se cubrió con 1 g de mezcla Eschka. Se colocó la cápsula de porcelana sobre un mechero a llama baja para realizar una ignición y luego se aumentó la llama gradualmente durante 30 minutos, se agitó hasta que todas las partículas negras desaparecieron.

Se retiró la cápsula de porcelana y se decantó el contenido en un beaker de 200 ml. Luego se realizó una digestión con agua caliente durante 45 minutos, agitándose ocasionalmente.

Se filtró en caliente y se lavó el material insoluble con agua caliente. Se transfirió el filtrado a un balón aforado y se enrasó con agua desionizada. Se tomó una alícuota de 25 ml y se determinó azufre mediante espectrometría de emisión óptica con plasma acoplado inductivamente en un equipo marca Perkin Elmer, modelo Optima DV5300.

Nitrógeno total

Se colocó un 1 g de suelo previamente secado y tamizado a 2 mm, en un matraz Kjeldahl y se adicionó 20 ml de ácido sulfúrico concentrado, acompañado de 1 g de sulfato de potasio y 0,5 g de un catalizador a base de una sal de cobre. Se colocó el matraz sobre un mechero, con la finalidad de digerir la muestra. Se añadió agua desionizada ocasionalmente con la finalidad de mantener un volumen adecuado de

muestra. Una vez concluida la digestión, la solución resultante se transfirió a un balón aforado de 50 ml y se enrasó con agua desionizada. Se determinó el contenido de amoníaco en la solución, mediante el método descrito a continuación.

Nitrógeno en forma de amonio (N-NH₄⁺)

Se pesaron 2,5 g de suelo seco y se colocó en un tubo de centrifuga de 50 ml. Se añadió 15 ml de KCl 0,5 mol·l⁻¹ y se mantuvo en agitación magnética durante 15 minutos. Luego se centrifugó y se filtró el sobrenadante, al cual se le añadió 1 ml de NaOH 10 mol·l⁻¹ se midió la diferencia de potencial en milivolts (mV) empleando un electro selectivo de amonio y un medidor de iones, marca Jenway, modelo 3205.

Nitrógeno en forma de nitrato (N-NO₃⁻)

Se pesaron 7,5 g de suelo y se colocó en un matraz enlermeyer. Se añadió 25 ml de K₂SO₄ 0,5 mol·l⁻¹ y se agitó mecánicamente durante 30 minutos y se centrifugó. A una alícuota de 0,2 ml del líquido sobrenadante se le adicionó 0,8 ml de una solución de ácido salicílico al 5% m/v en H₂SO₄ concentrado. Se dejó en reposo durante 20 minutos. Luego se añadió 19 ml de NaOH 2 mol·l⁻¹ y se dejó reposar durante 24 horas. Las muestras se analizaron mediante espectrofotometría en un equipo marca Shimadzu, modelo UV-1240, a una longitud de onda de 410 nm. La curva patrón se construyó a partir de una solución de KNO₃ 1 mg·ml⁻¹.

Cloruros

En un beaker se pesó 5 g de suelo seco y se agregó 50 ml de agua desionizada. Se agitó magnéticamente durante 15 minutos. Se filtró la solución sobrenadante, se colocó en un segundo beaker y se añadió 1 ml de una solución de NaNO₃ (solución ISA). Se midió la diferencia de potencial empleando un electrodo selectivo de cloruro y un potenciómetro digital marca Denver Instruments modelo Ultra Basic pH meter – UB10.

OBTENCIÓN DE PARÁMETROS FÍSICOS DE DESARROLLO VEGETATIVO

Número de hojas

Se contaron de afuera hacia adentro, tomando la precaución de rotular las hojas ya contadas, donde la hoja más externa fue la número uno y la hoja más interna la última.

Longitud (LF), ancho (AF) y espesor (EF) de las hojas

La longitud fue medida desde la base de la hoja hasta el ápice utilizando una regla graduada. El ancho se midió en la región media de la hoja con un vernier, de igual manera el espesor de la hoja.

Volumen de la hoja (VF)

Se calculó mediante la siguiente ecuación:

$$VF = \frac{LF}{12} \pi \cdot EF \cdot AF,$$

donde, LF es la longitud de las hojas, EF es el espesor de las hojas y AF es el ancho de las hojas (Hernández-Cruz *et al.*, 2002).

ANÁLISIS FÍSICOQUÍMICO FOLIAR-RADICAL

Acidez titulable

En secciones de clorénquima de hojas de sábila, con un bisturí se obtuvieron muestras triplicadas de sábila a las 6:00 am, a éstas se les separó el hidroparénquima del clorénquima y este último fue pesado y triturado en un mortero con 10 ml de agua destilada y una pizca de arena lavada estéril para lograr una mayor trituración. El extracto obtenido se centrifugó a 200 rpm por 5 minutos, se decantó el sobrenadante y se completó el volumen a 25 ml con agua destilada. Finalmente se titularon las muestras de 10 ml con KOH 0,01 mol·l⁻¹ hasta pH 7.

Macronutrientes y sodio

En una cápsula de porcelana se pesó 0,5 g de la muestra seca y pulverizada. Se añadió una mezcla ácida de HNO_3 al 65% y HClO_4 al 70% en una proporción de 2,5:1. Se colocó la cápsula en una plancha calefactora y se calentó la mezcla hasta que el digerido se tornó totalmente transparente. Se añadieron 10 ml de agua desionizada y se filtró. Se transfirió la solución a un balón aforado de 100 ml y se enrasó con agua desionizada. La mezcla se analizó mediante ICP-OES para cuantificar el contenido de potasio, calcio, magnesio y sodio.

Micronutrientes y azufre

En una cápsula de porcelana se pesó 1 g de la muestra seca y pulverizada. Se añadió una mezcla ácida de HNO_3 al 65% y HClO_4 al 70% en una proporción de 2,5:1. Se colocó la cápsula en una plancha calefactora y se calentó la mezcla hasta que el digerido se tornó totalmente transparente. Se añadieron 10 ml de agua desionizada y se filtró. Se transfirió la solución a un balón aforado de 25 ml y se enrasó con agua desionizada. Esta solución se analizó mediante ICP-OES para cuantificar el contenido de cinc, hierro, cobre, manganeso y azufre.

Fósforo

Se realizó una digestión similar a la empleada para determinar macronutrientes, utilizando 1 g de muestra de tejido vegetal seco. Se tomó una alícuota del filtrado final y se le agregó 1 ml de agua desionizada, junto con 1 ml de una solución de molibdato-vanadato de amonio, desarrollando un color amarillo característico. El análisis de la solución se realizó mediante espectrofotometría a una longitud de onda de 430 nm.

Análisis Estadísticos

Para el análisis estadístico de los datos se empleó el método de comparación de medias mediante ANOVA de un factor, utilizando el estadístico de Tukey a un nivel de

confianza del 95%. Se empleó el mismo nivel de confianza para la construcción de las gráficas de correlación. Todos estos análisis se realizaron empleando el programa estadístico IBM SPSS 15.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

ANÁLISIS FÍSICOQUÍMICO DE SUELOS

Textura de los suelos

El análisis textural de los suelos de la península de Araya empleando el método de Bouyocos, indica que estos, están compuestos en su mayoría por partículas de arena con un valor promedio de 68,64% para la estación A y 68,24% para la estación B (Figura 6). Los porcentajes de arcilla se hayan entre 10,8-18,4%, mientras que entre el 10-18% representa el porcentaje de limo en las muestras de suelo. Estos valores se muestran detalladamente en la Tabla A1.

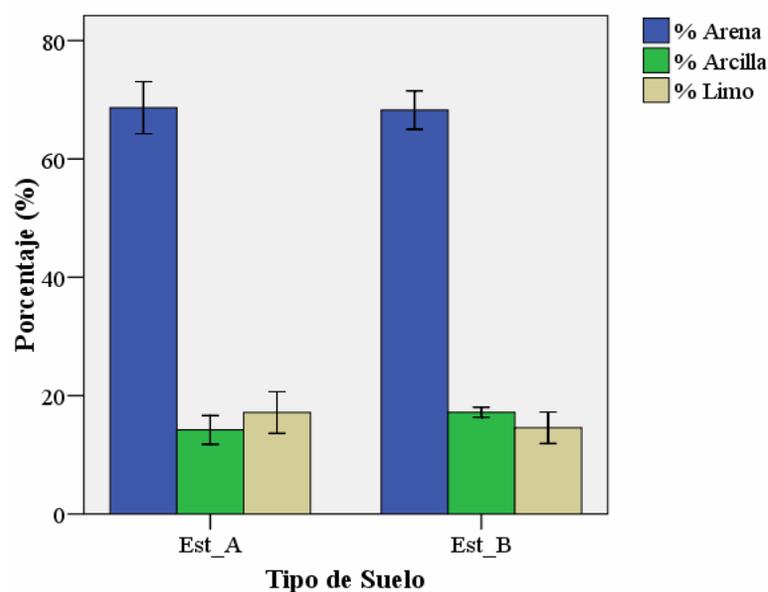


Figura 7. Porcentajes de arcilla, limo y arena en muestras de suelo de la península de Araya.

La textura es una propiedad física primaria que se refiere a las proporciones relativas de arena, limo y arcilla contenidas en el suelo. La arena se define como partículas de 0,05 a 2 mm de diámetro, el limo son partículas 0,002 a 0,05 mm de diámetro y las arcillas son

partículas con diámetro menor a 0,002 mm. Según la USDA, los suelos pueden ser descritos en 12 clases distintas (Figura A1) (FAO, 2002; Stocking y Murnaghan, 2003).

La textura del suelo está íntimamente relacionada con características como la plasticidad, permeabilidad, facilidad de laboreo, sequedad, fertilidad y productividad del suelo. Sin embargo, debido a la gran variabilidad de la composición mineralógica de los suelos, no se puede hacer amplias correlaciones con otros indicadores del suelo (Navarro y Navarro, 2003).

Para determinar la clase textural de los suelos analizados, se construyó un gráfico textural de la USDA (Figura 8) a partir de un programa computacional denominado Dplot versión 2.2.2.9.

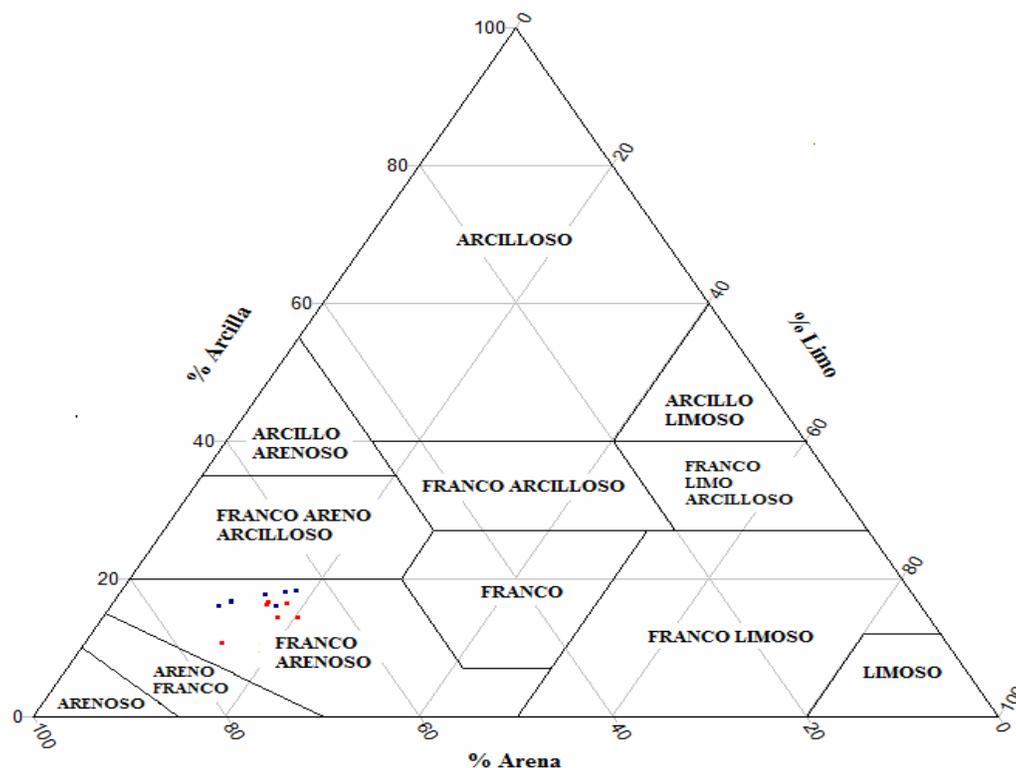


Figura 8. Distribución de los porcentajes de arena, arcilla y limo de las muestras de suelo MA y MB en el triángulo textural de la USDA.

De acuerdo al triángulo textural de la USDA, cada una de las 14 submuestras analizadas presenta textura franco-arenosa. Estos suelos, debido a su porosidad poseen baja capacidad para mantener la humedad y buena circulación del aire.

pH y humedad

En el caso de los suelos analizados, los resultados indican que las muestras de la estación A presentan un pH promedio elevado (Tabla 3), significativamente diferente al pH promedio de las muestras de la estación B. La aplicación de humus incremento el pH promedio en ambos suelos, evidenciando el carácter básico del humus empleado como abono.

Tabla 3. pH y humedad de las muestras de suelo de la península de Araya, con y sin aplicación de humus.

Tipo de suelo	pH [*]	Humedad (%) [*]
Est_A	8,36 a ± 0,23	1,05 a ± 0,12
Est_B	7,51 b ± 0,31	2,37 b ± 0,12
Hum_A	9,54 c ± 0,15	7,75 c ± 0,08
Hum_B	8,47 a ± 0,12	7,89 c ± 0,11

* Letras diferentes en una misma columna indican que existen diferencias significativas, según prueba *a posteriori* Tukey ($p < 0,05$).

La humedad de los suelos resultó ser baja, tal y como se esperaba debido a su textura franco-arenosa, se encontraron diferencias significativas en el contenido de humedad entre las estaciones A y B, según prueba *a posteriori* de Tukey ($p < 0,05$). La aplicación de humus mejoró la capacidad de retención de agua por parte de los suelos, no encontrándose diferencias significativas entre las estaciones Hum_A y Hum_B (Tabla 3). La aplicación de humus tiene un efecto sobre las propiedades físicas del suelo, formando agregados y dando estabilidad estructural, uniéndose a las arcillas y formando el complejo de cambio o adsorbente, el cual, se caracteriza por absorber moléculas cargadas positivamente, favoreciendo la penetración del agua y su retención, debido al

carácter bipolar de las moléculas de agua. Además disminuye la erosión y favorece el intercambio gaseoso (Díaz *et al.*, 2006; Julca-Otiniano *et al.*, 2007).

Materia Orgánica en Suelos (MO)

El análisis de suelos de la península de Araya evidenció un bajo contenido de materia orgánica en las muestras de las estaciones A y B, observándose diferencias significativas según prueba *a posteriori* de Tukey ($p < 0,05$). En general el porcentaje de MO es inferior al 1% (Tabla 4), muy por debajo al 5% recomendado para suelos agrícolas. La aplicación de humus incremento el contenido de materia orgánica (Tabla 4) y no se observaron diferencias significativas entre el contenido de materia orgánica de las muestras de suelos con humus, esto se debe a que la cantidad de humus aplicado a los suelos era igual.

Tabla 4. Carbono orgánico en muestras de suelo de la península de Araya, con y sin aplicación de humus.

Tipo de suelo	Materia Orgánica (%) [*]
Est_A	0,54 a \pm 0,07
Est_B	0,95 b \pm 0,12
Hum_A	13,52 c \pm 2,35
Hum_B	13,77 c \pm 1,94

^{*} Letras diferentes indican que existen diferencias significativas, según prueba *a posteriori* Tukey ($p < 0,05$).

En la figura 9, se observa que existe una correlación entre el contenido de M_{org} y el porcentaje de arcilla, tanto en los suelos de la estación A como en los suelos de la estación B, a un nivel de confianza del 95%. A medida que aumenta el porcentaje de arcilla en los suelo, aumenta el contenido de materia orgánica en dicha muestra. Esta relación se debe a que la materia orgánica es absorbida sobre la superficie de las partículas de arcillas o es incrustada o recubierta por los minerales presentes en estas. Sin embargo esta relación no necesariamente es beneficiosa, debido a que se impide la

biodegradación de la materia orgánica afectando la relación C/N de los suelos (Quiroga, 2007; Matus *et al.*, 2008).

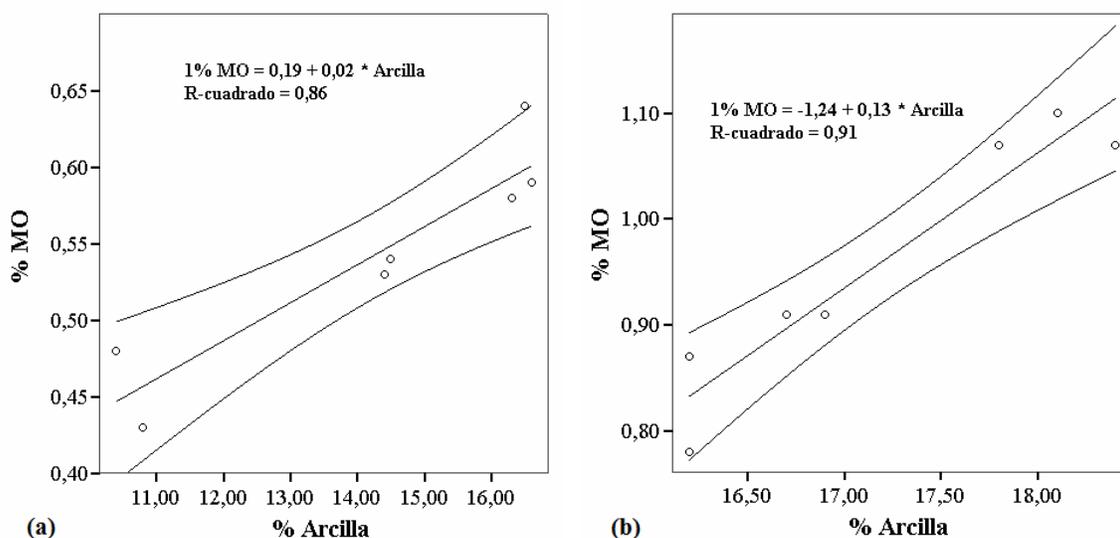


Figura 9. Relación entre el contenido de materia orgánica (MO) y los porcentajes de arcilla (a) muestras de suelo Est_A y (b) muestras de suelo Est_B

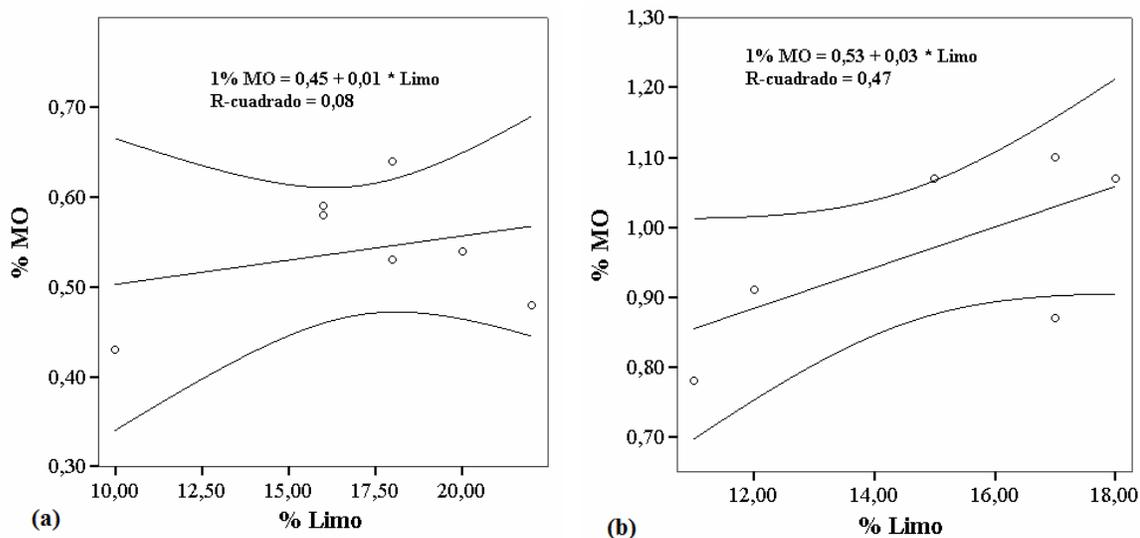


Figura 10. Relación entre el contenido de materia orgánica (MO) y los porcentajes de limo en (a) muestras de suelo Est_A y (b) muestras de suelo Est_B

En la figura 10, no se observó una correlación entre las partículas de limo y el contenido de materia orgánica. Este resultado es contrario al obtenido por Matus *et al.*, (2008),

quienes indicaron que el comportamiento entre el porcentaje de limo y el contenido de materia orgánica es muy similar al presentado por las partículas de arcilla, pero en una menor proporción.

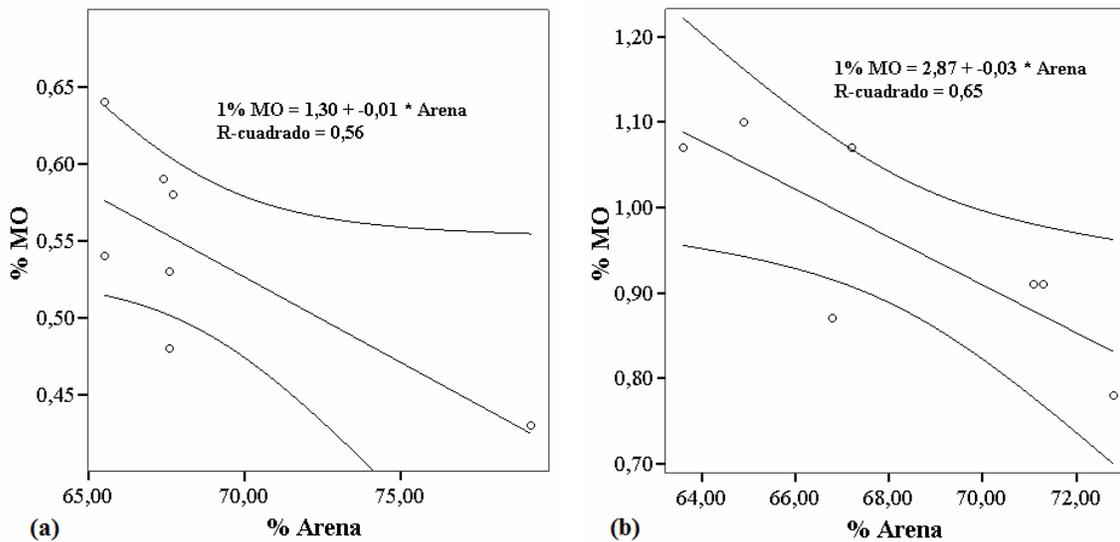


Figura 11. Relación entre el contenido de materia orgánica (MO) y el porcentaje de arena en (a) muestras de suelo MA y (b) muestras de suelo MB

De igual manera, la correlación entre el contenido de materia orgánica y el porcentaje de arena no es significativa. En la figura 11 se observa como a medida que aumenta el porcentaje de arena en el suelo disminuye la cantidad de materia orgánica en la muestra, esto se debe a que las partículas de arenas no son capaces de absorber la materia orgánica a su superficie (Sánchez *et al.*, 2008).

El contenido de materia orgánica (MO) es una de las características que con más frecuencia se utiliza en los estudios a largo plazo, como un indicador importante de su calidad y de su sustentabilidad agronómica. Su importancia se basa en la influencia que tiene sobre otros indicadores físicos, químicos y biológicos de la calidad del suelo. Sin embargo, la relación entre los diferentes indicadores y las funciones del suelo no siempre es directa, debido a que esta es afectada por los cambios de uso del suelo, el incremento de las temperaturas y la disminución de las precipitaciones (Galantini y

Suñer, 2008; Sánchez *et al.*, 2008).

Cabe destacar, que la materia orgánica se encuentra en los suelos formando parte de tres tipos de compuestos: a) formas muy condensadas de composiciones próximas al carbono elemental, b) residuos de plantas, animales y microorganismos, alterados y resistentes (humus) y c) residuos orgánicos de vegetales poco alterados, cada uno de estos compuestos afecta de manera distinta las características de los suelos (La Manna *et al.*, 2007).

Conductividad eléctrica en extracto de saturación (CE_e)

La figura 12 muestra la conductividad eléctrica medida en extractos de saturación de los suelos provenientes de las estaciones A y B, además de las conductividades de las muestras de suelos tratadas con humus (Hum_A y Hum_B). Las muestras de la estación A presentaron CE_e promedio de $1,05 \text{ dS}\cdot\text{m}^{-1}$, mientras que para las muestras de la estación B el promedio es de $1,90 \text{ dS}\cdot\text{m}^{-1}$. La aplicación de humus, incrementó significativamente la conductividad eléctrica de las muestras de suelo, con valores promedios de $2,72 \text{ dS}\cdot\text{m}^{-1}$ para las muestras Hum_A y $3,31 \text{ dS}\cdot\text{m}^{-1}$ para las muestras Hum_B, evidenciando así, el contenido de sales en las porciones de humus aplicadas a los suelos.

Debido a que las muestras de la estación A son las que presentan menor conductividad eléctrica se puede deducir que la concentración de sales en estas es mucho menor.

La conductividad eléctrica es la capacidad de una solución acuosa para transportar una corriente eléctrica, la cual está relacionada con la concentración de sales y la temperatura. Por esta razón, es uno de los parámetros que se utiliza para evaluar la respuesta de las plantas y el comportamiento de un suelo en relación con la salinidad. Generalmente, la conductividad eléctrica es determinada en un extracto de saturación; es decir, se mide la salinidad de la muestra en condiciones de saturación de agua (Miranda *et al.*, 2008).

En 1954, el Laboratorio de Salinidad de los Estados Unidos (USSL), propuso una clasificación del suelo de acuerdo a la conductividad para indicar si un suelo es salino o no. De acuerdo con esta clasificación los suelos con CE_e entre $0 - 2 \text{ dS}\cdot\text{m}^{-1}$ se clasifican como no salinos, aquellos con CE_e entre $2 - 4 \text{ dS}\cdot\text{m}^{-1}$ son ligeramente salinos, mientras que los suelos considerados como moderadamente y fuertemente salinos son aquellos con CE_e entre $4 - 6 \text{ dS}\cdot\text{m}^{-1}$ y $6 - 8 \text{ dS}\cdot\text{m}^{-1}$, respectivamente (Lasprilla *et al.*, 2008).

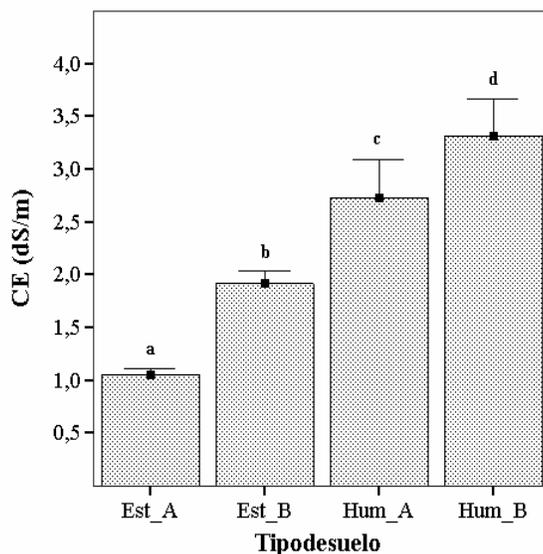


Figura 12. Conductividad eléctrica en el extracto de saturación de muestras de la península de Araya y suelos abonados con humus.

Empleando como base la clasificación propuesta por el USSL, los suelos pertenecientes a la estación A (Est_A) no presentan problemas de salinidad. Sin embargo, los suelos pertenecientes a la estación B (Est_B) alcanzan los límites que separan los suelos no salinos y ligeramente salinos. Pero más importante es el hecho que los suelos abonados con humus (Hum_A y Hum_B) presentan altos contenidos de sales que lo clasifican como suelos ligeramente salinos, con una tendencia a ser moderadamente salinos.

La aplicación de humus a las muestras provocó un aumento en la concentración de sales, sin embargo a través de la CE_e no se puede indicar cuales sales aumentaron su concentración en el suelo, por lo que es necesario conocer algunos parámetros químicos,

como la concentración de macronutrientes y la capacidad de intercambio catiónico (CIC).

Capacidad de intercambio catiónico (CIC)

La capacidad de intercambio catiónico de los suelos de la península de Araya presentan valores promedio de 4,7 y 4,4 $\text{cmol}(+)\cdot\text{kg}^{-1}$ para las estaciones A y B, respectivamente (Figura 13). No existiendo diferencias significativas entre los promedios obtenidos, de acuerdo a la prueba *a posteriori* (Tukey, $p < 0,05$). Investigadores afirman que la CIC y el porcentaje de arcilla están relacionados.

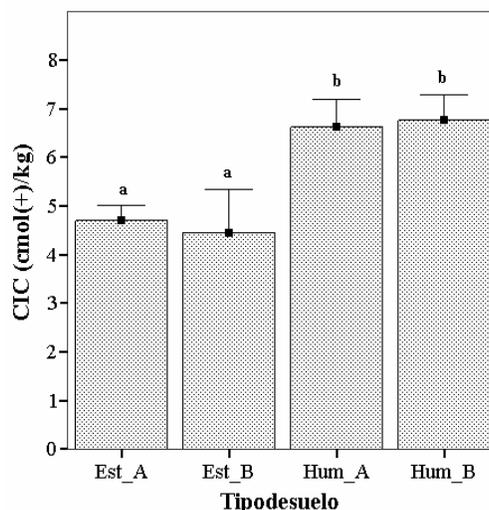


Figura 13. Capacidad de intercambio catiónico (CIC) de muestras de suelo de la península de Araya y suelos abonados con humus.

La Capacidad de Intercambio Catiónico (CIC) es una propiedad del suelo que controla el suministro de nutrientes (Navarro y Navarro, 2003). La CIC es una medida de los sitios de carga negativa que tiene un suelo y que son capaces de atraer o retener elementos cargados positivamente, tales como calcio, magnesio, potasio y amonio. Entre más alto el valor de la CIC, mejor es la fertilidad del suelo y su potencial para almacenar y suministrar nutrimentos. La capacidad de intercambio catiónico es relacionada íntimamente con el contenido de arcilla en los suelos, por lo que es importante conocer

su interacción (Núñez, 2000).

En la figura 14 se observa la tendencia de la CIC a aumentar a medida que aumenta el contenido de arcilla presente en la muestra de suelo. Esto se debe a la capacidad de las arcillas de absorber iones, debido a la carga eléctrica negativa que poseen y que permiten la absorción de iones como el potasio, calcio, magnesio, sodio y amonio.

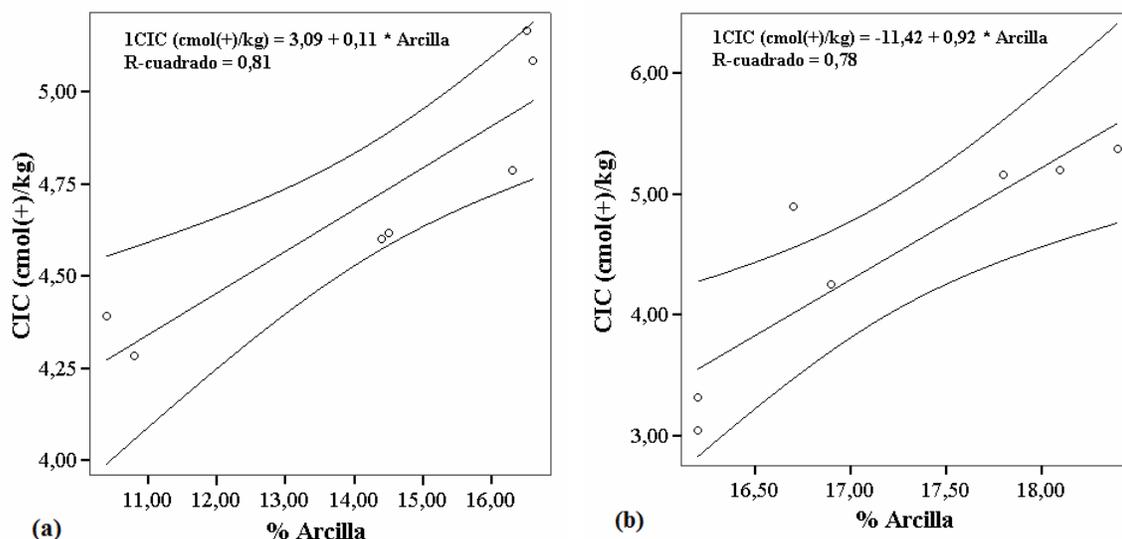


Figura 14. Relación entre la CIC en $\text{cmol(+)} \cdot \text{kg}^{-1}$ y el porcentaje de arcillas en (a) suelos Est_A y (b) en suelos Est_B

Por otra parte, se observaron diferencias significativas ($p < 0,05$) entre los valores promedios de la CIC de los suelos, sin aplicación y con aplicación de humus (Tabla A2). La aplicación de humus a suelos, como técnica de remediación o recuperación, incrementó la CIC (Figura 12). Este efecto se debe a la estructura molecular de los compuestos húmicos y fúlvicos, la cual contiene los grupos $-\text{COOH}$, presente en el humus aplicado que aumenta los sitios de carga y permiten la absorción de nutrientes (Bohn *et al.*, 2001).

Contenido de potasio, calcio, magnesio y sodio

En la figura 15 se observa un mayor contenido de macronutrientes y sodio en las

muestras de suelo de la estación B, en comparación con los valores obtenidos en las muestras de la estación A (Tabla B1). Este comportamiento es el esperado, debido a la mayor conductividad eléctrica (CE_s) mostrada por las muestras de suelo de la estación B (Tabla A2), lo que indicaba un mayor contenido de sales en estos suelos.

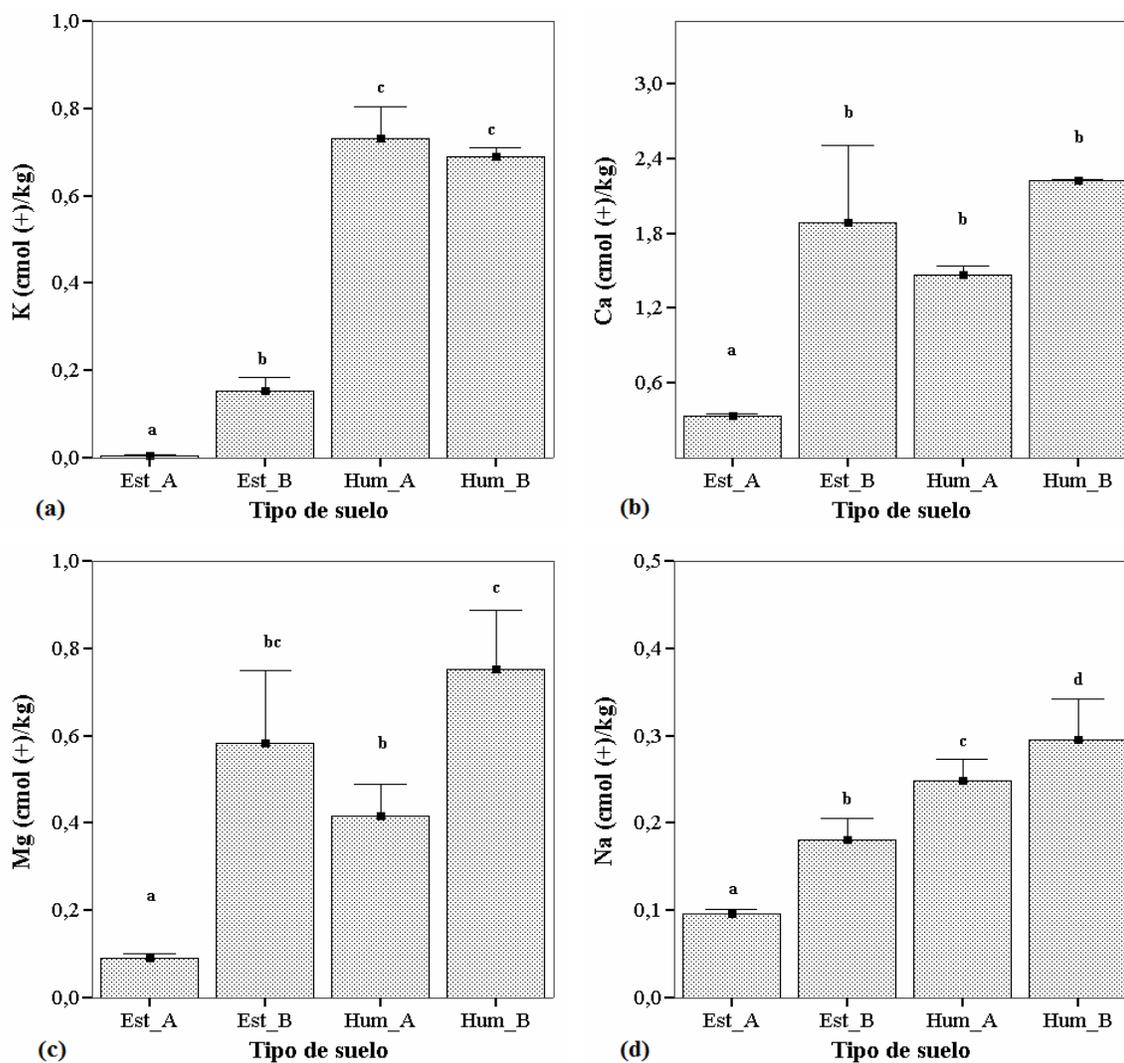


Figura 15. Contenido de (a) potasio, (b) calcio, (c) magnesio y (d) sodio ($\text{cmol}(+)\cdot\text{kg}^{-1}$) en muestras de suelos de la península de Araya.

Los resultados del análisis de las muestras mediante espectrometría de emisión óptica con plasma inductivamente acoplado (ICP-OES) y su posterior tratamiento estadístico, mediante un análisis de varianza de un factor, indican que existen diferencias

significativas ($p < 0,05$) en el contenido de macronutrientes y sodio en las muestras de suelo de la península de Araya. El contenido de potasio intercambiable en las muestras de las estaciones A y B es bajo, con valores promedios de $0,004 \text{ cmol}(+)\cdot\text{kg}^{-1}$ y $0,150 \text{ cmol}(+)\cdot\text{kg}^{-1}$, respectivamente. El contenido de calcio intercambiable, igualmente, muestra diferencias significativas entre las estaciones A y B. Con medias de $0,33 \text{ cmol}(+)\cdot\text{kg}^{-1}$ para la estación A y $1,80 \text{ cmol}(+)\cdot\text{kg}^{-1}$ para la estación B. El comportamiento se repite, de igual manera, para el contenido de magnesio y sodio. Los promedios obtenidos para el contenido de magnesio es de $0,09$ y $0,58 \text{ cmol}(+)\cdot\text{kg}^{-1}$, para las estaciones A y B, mientras que el contenido de sodio fue de $0,095$ y $0,18 \text{ cmol}(+)\cdot\text{kg}^{-1}$ para las mismas estaciones.

Las plantas necesitan para su desarrollo vegetativo una serie de elementos químicos que obtienen a partir del suelo. Algunos de estos son requeridos por las plantas en grandes cantidades, por lo que a estos elementos se les conoce como macronutrientes, ejemplo de ellos son: el potasio, el calcio y el magnesio. Los macronutrientes se encuentran en los suelos en cuatro formas distintas. Las cuales son: soluble, intercambiable, no intercambiable y mineral. La forma intercambiable es la más importante de todas. Esto es debido a que en su forma intercambiable estos elementos se encuentran absorbidos por las arcillas y son fácilmente transferibles a la solución del suelo (Navarro y Navarro, 2003).

El contenido de macronutrientes y sodio está relacionado con otros parámetros fisicoquímicos del suelo, los suelos que presentan con una baja CIC, bajo contenido de arcilla, condiciones de acidez o alcalinidad o una elevada tasa de erosión implican bajos contenidos de macronutrientes en los suelos.

Las figuras 16 y 17, muestran las correlaciones existentes entre el contenido de los diferentes elementos en las muestras de suelo y la capacidad de intercambio catiónico. Como se puede observar en la figura 15, existe una correlación positiva entre cada uno de los macronutrientes y la capacidad de intercambio catiónico que poseen las muestras

de suelo de la estación A. La relación entre cada uno de éstos y la capacidad de intercambio catiónico es muy significativa, los valores de los coeficientes de correlación superan el valor de 0,70, lo que indica que la correlación entre estas dos propiedades es muy fuerte.

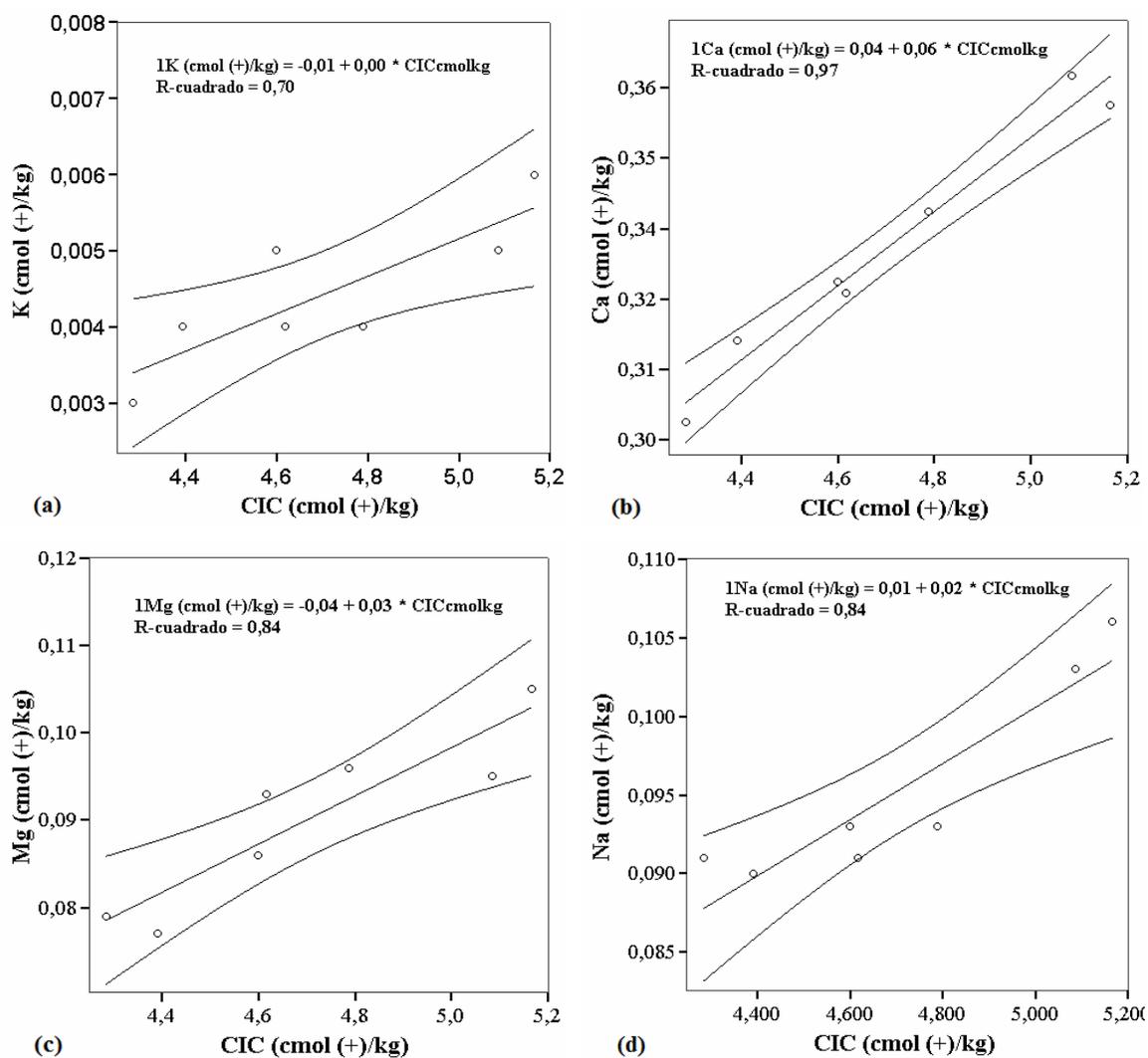


Figura 16. Correlación entre la capacidad de intercambio catiónico y el contenido de (a) potasio, (b) calcio, (c) magnesio y (d) sodio en suelos de la estación A.

De igual manera, la figura 17 muestra la correlación existente entre el contenido de macronutrientes y la CIC de las muestras de suelo de la estación B. En este caso, los macronutrientes potasio, calcio y magnesio muestran una correlación ligeramente fuerte.

Por otra parte, la relación con el sodio es muy débil, debido a la dispersión de los datos.

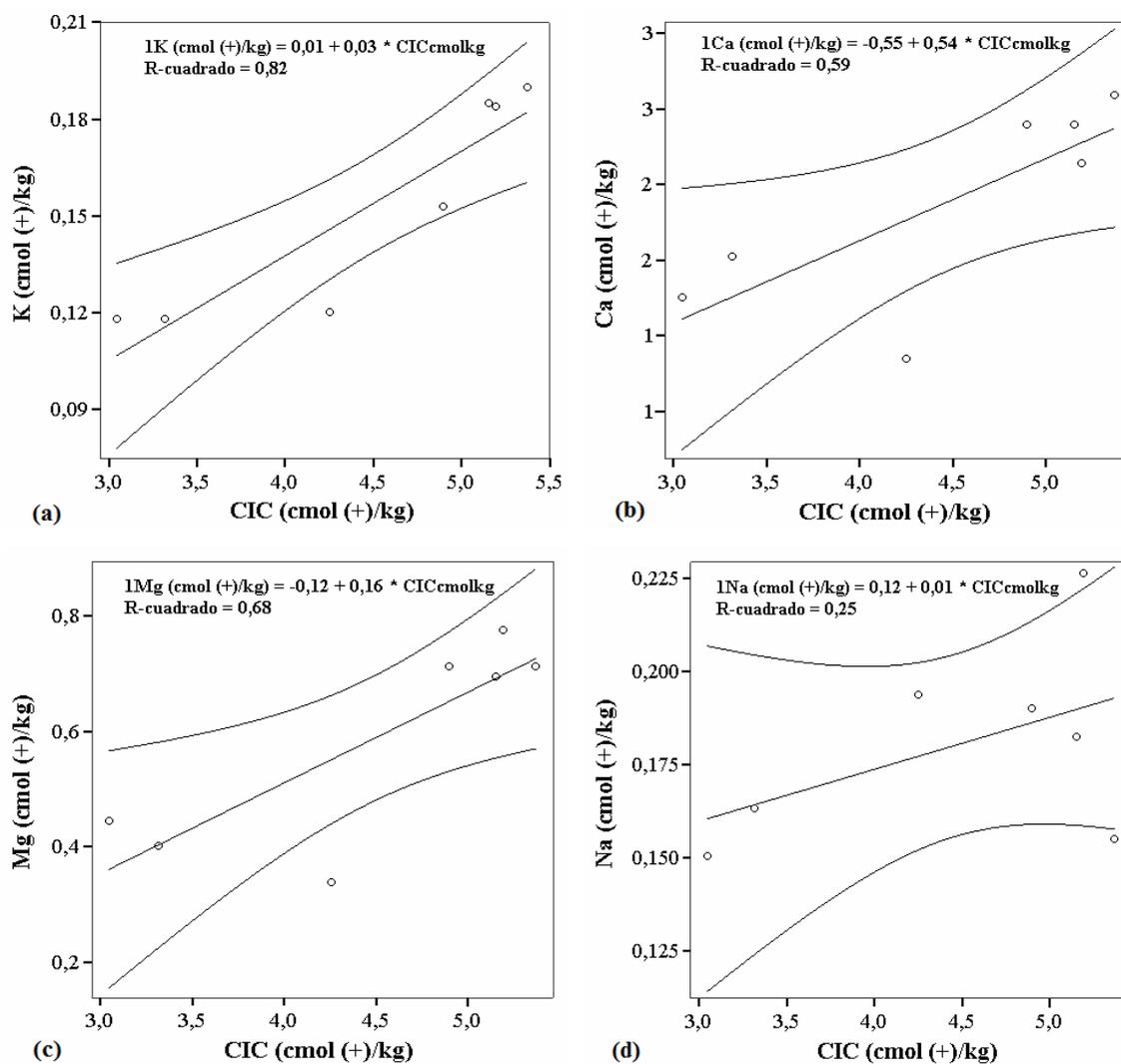


Figura 17. Correlación entre la capacidad de intercambio catiónico y el contenido de (a) potasio, (b) calcio, (c) magnesio y (d) sodio en suelos de la estación B.

A pesar de la correlación existente entre los diferentes macronutrientes y la capacidad de intercambio catiónico de los suelos, llama la atención las diferencias significativas en el contenido de macronutrientes y sodio entre las muestras de la estación A y B. Es de suponer, que dichas diferencias no deberían existir, debido a las similitudes en el contenido de arcilla en los suelos y la capacidad de intercambio catiónico.

Existen diferencias de pH entre los suelos de las estaciones A y B, este puede ser el factor indicativo de las diferencias significativas entre la cantidad de macronutrientes intercambiables en estas muestras de suelos.

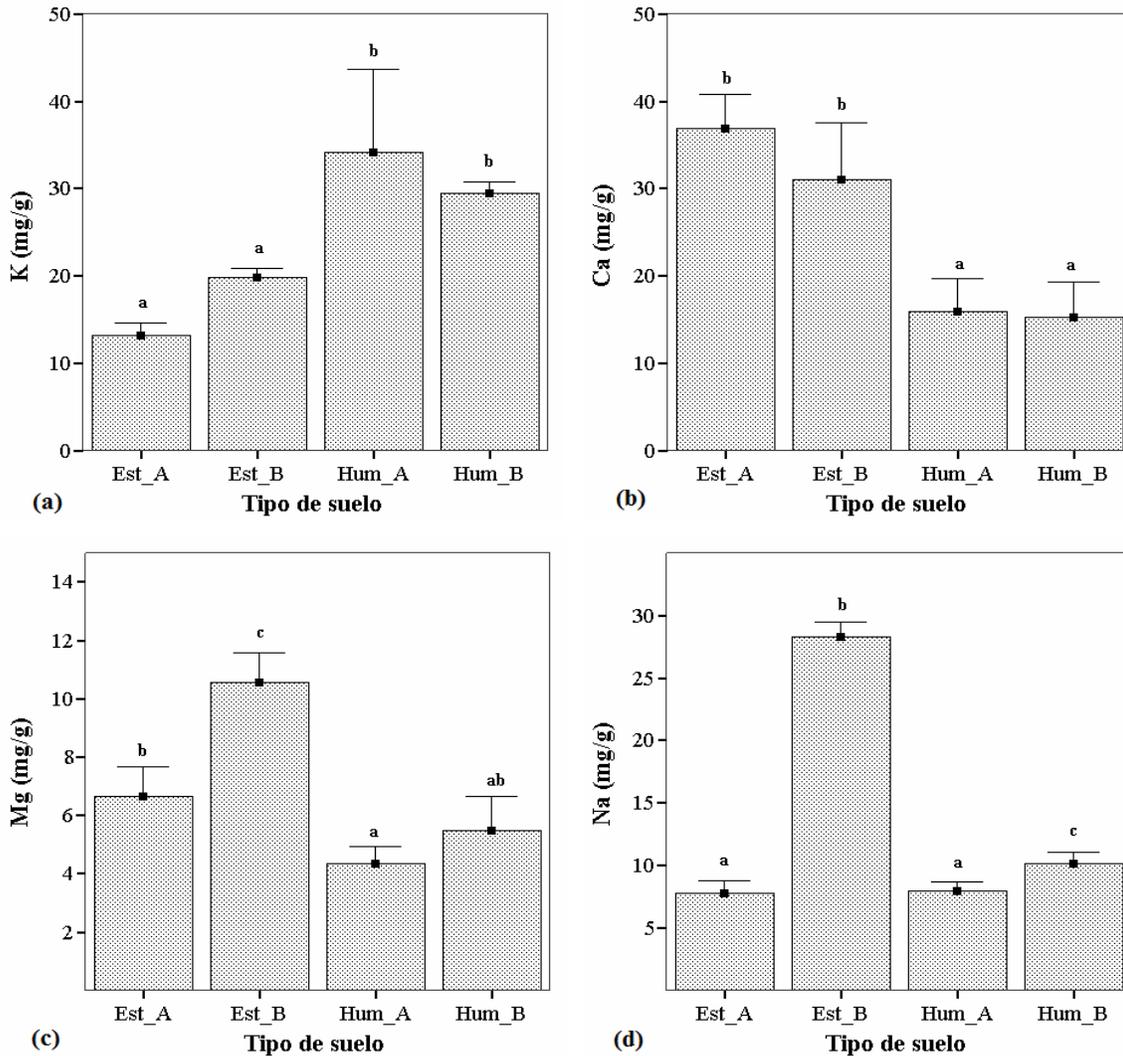


Figura 18. Contenido de (a) potasio, (b) calcio, (c) magnesio y (d) sodio en la parte aérea de plantas de *Aloe vera* cultivada en suelos de la península de Araya, con y sin aplicación de humus.

También puede ser atribuido al mal manejo de los suelos y a la sobreexplotación, que ha ocasionado el agotamiento o déficit de este macronutrientes en los suelos de la Est_A, por falta de fertilización o al riego excesivo de los suelos que provoca la lixiviación de

los elementos solubles en agua, fenómeno es muy común en suelos áridos y semiáridos, debido a su poca capacidad de retener la humedad (Kass, 2007).

En general, la aplicación de humus a los suelos aportó macronutrientes, especialmente potasio, con promedios de 0,729 y 0,689 $\text{cmol}(+)\cdot\text{kg}^{-1}$, para los suelos Hum_A y Hum_B, respectivamente, pero también aumentó considerablemente el contenido de sodio en los mismos.

El calcio y el magnesio presentan un comportamiento muy similar en el suelo, las concentraciones de estos elementos son más alta que las de los otros elementos. Aunque, sus concentraciones y disponibilidad son controladas, principalmente, por los procesos de intercambio catiónico. En la mayoría de los suelos, los cationes Ca^{2+} y Mg^{2+} alcanzan el 80% de la capacidad de intercambio catiónico, esto puede ser observado en la figura 16b, la CIC promedio es de 1,8 $\text{cmol}(+)\cdot\text{kg}^{-1}$ (Parra *et al.*, 2002).

En el caso de las plantas cultivadas en cada uno de los suelos, el contenido de potasio, calcio, magnesio y sodio se muestran en la figura 18, proveniente de la parte aérea de plantas de *Aloe vera*, las cuales fueron cultivadas en las muestras de suelos de la península de Araya con y sin aplicación de humus, por un periodo de 90 días.

El análisis químico del tejido vegetal y su tratamiento estadístico indican que no existen diferencias significativas ($p < 0,05$) en el contenido de potasio y calcio para las plantas cultivadas en las estaciones A y B. Se encontraron niveles elevados de sodio y magnesio en las muestras de la estación B, las cuales muestran diferencias significativas ($p < 0,05$) con respecto a las muestras de la estación A. Los bajos contenidos de potasio en las muestras generalmente están asociadas a la salinidad de los suelos, y es que el aumentar la cantidad de sodio en los suelos disminuye la concentración de potasio en los cultivos (Ghoulam *et al.*, 2002; Fernández *et al.*, 2004; Omami, 2005; Kao *et al.*, 2006).

El contenido de sodio en las hojas permite mantener la diferencia de potencial hídrico, el

cual se asocia a un bajo contenido de potasio en el medio de cultivo (figura 14a), debido a la capacidad de los iones sodio de sustituir al potasio en sus funciones osmóticas (García, 2008). Fuentes *et al.* (2006), observaron en cultivos hidropónicos de *Aloe vera* que el contenido de calcio en las hojas aumentaba en las plantas cultivadas en soluciones con deficiencias de potasio. Este aumento se debe a que la incorporación de este elemento a la planta ayuda a minimizar el desbalance osmótico inducido por la deficiencia de potasio.

Los efectos de la aplicación de humus a las muestras de suelos fueron evidentes, el contenido de potasio en las hojas se incrementó en un 50%, aproximadamente (figura 18a) y se observó una disminución de los contenidos de calcio, magnesio y sodio en las plantas cultivadas en suelos con aplicación de humus. El incremento de los niveles de potasio en los suelos (figura 15a), permite a la planta absorber las cantidades necesarias de este elemento para mantener un balance osmótico apropiado, sin tener que recurrir a la absorción de otros elementos que, a pesar de cumplir la misma función, implican el riesgo de toxicidad por exceso de estos elementos (Na^+ , Ca^{2+} , Mg^{2+})

Los resultados del análisis de tejido vegetal, proveniente de la parte radical, arrojaron datos similares al análisis de la parte aérea de las muestras de los suelos Est_A y Est_B, primeramente se observó un bajo contenido de potasio en las raíces de las plantas y, segundo, un elevado contenido de calcio, magnesio y sodio en las mismas. Se observaron diferencias significativas ($p < 0,05$) para el contenido de estos elementos en las raíces de las plantas cultivadas en los suelos de la estación A y B. La aplicación de humus aumentó de igual forma el contenido de potasio, observándose diferencias significativas ($p < 0,05$) en el contenido del mismo en las raíces de las plantas cultivadas en suelos de las estaciones A y B, y las estaciones Hum_A y Hum_B. Se observa una disminución de los elementos calcio, magnesio y sodio en las raíces de plantas cultivadas en suelos con humus, la cual puede ser debido a las mismas causas expuestas con anterioridad, para el caso del contenido de estos elementos en hojas de *Aloe vera*.

En el caso del magnesio, la disminución de este elemento en muestras de tejido vegetal, provenientes tanto de hojas como de raíces en las plantas cultivadas en suelos con humus, puede ser por los efectos antagónicos del potasio sobre este elemento, a mayor concentración de este último en los suelos disminuye la absorción de magnesio por parte de las plantas, por lo que es importante mantener una relación potasio-magnesio adecuada que permita un equilibrio en la absorción de nutrientes (Taiz y Zeiger, 2007).

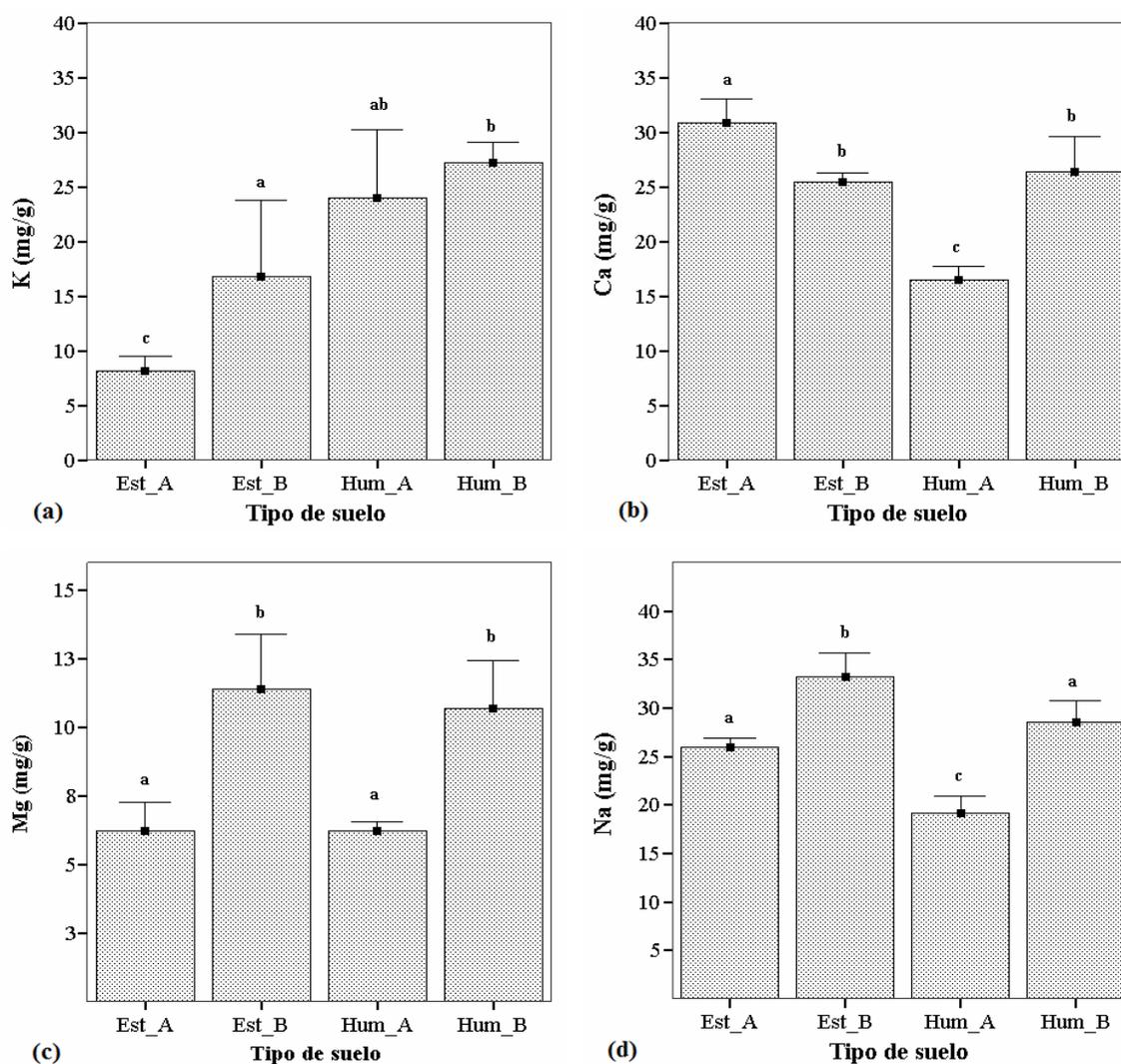


Figura 19. Contenido de (a) potasio, (b) calcio, (c) magnesio y (d) sodio en la parte radical de plantas de *Aloe vera* cultivada en suelos de la península de Araya, con y sin aplicación de humus.

Contenido de cinc, hierro, cobre y manganeso

Las muestras de suelo de la estación A presentaron mayores concentraciones de hierro, cinc y manganeso, en comparación con las muestras de la estación B (Figura 18). El contenido de cobre en las muestras de las estaciones A y B no mostraron diferencias significativas ($p < 0,05$), la aplicación de humus aumento relativamente la cantidad de hierro en las muestras de suelo (figura 20a), de forma contraria los niveles de cinc, cobre y manganeso disminuyeron de manera significativa en los suelos Hum_A y Hum_B, esto puede deberse al cambio de pH que ocurrió debido a la aplicación del humus, los elevados pH encontrados ocasionan la retención de estos elementos, transformándolos en formas químicas no disponibles para las plantas (Facelli, 2006).

Los micronutrientes son una serie de elementos esenciales necesarios para el desarrollo vegetativo de las plantas. A diferencia de los macronutrientes, estos son requeridos en bajas cantidades, pero cumplen funciones muy importantes. Sin embargo, los suelos agrícolas suelen ser deficitarios en uno o más micronutrientes de forma que su concentración en los tejidos vegetales son inferiores a los que permiten un crecimiento óptimo de la planta (Roca *et al.*, 2007).

El contenido de micronutrientes en tejido vegetal (hojas) se muestra en la figura 21. La prueba *a posteriori* de Tukey ($p < 0,05$) indica que no existen diferencias significativas entre el contenido de micronutrientes de las plantas cultivadas en suelos de las estaciones A y B, y aquellas plantas que fueron cultivadas en las combinaciones de estas con humus. A pesar del aumento de la cantidad de hierro disponible en los suelos con aplicación de humus (figura 20), el contenido de este elementos no aumentó en las hojas de plantas de *Aloe vera*. En el caso de los elementos zinc, cobre y manganeso, los cuales disminuyeron su concentración en los suelos debido a la aplicación de humus; el contenido de estos elementos tampoco presentó variaciones significativas en las hojas de las plantas analizadas.

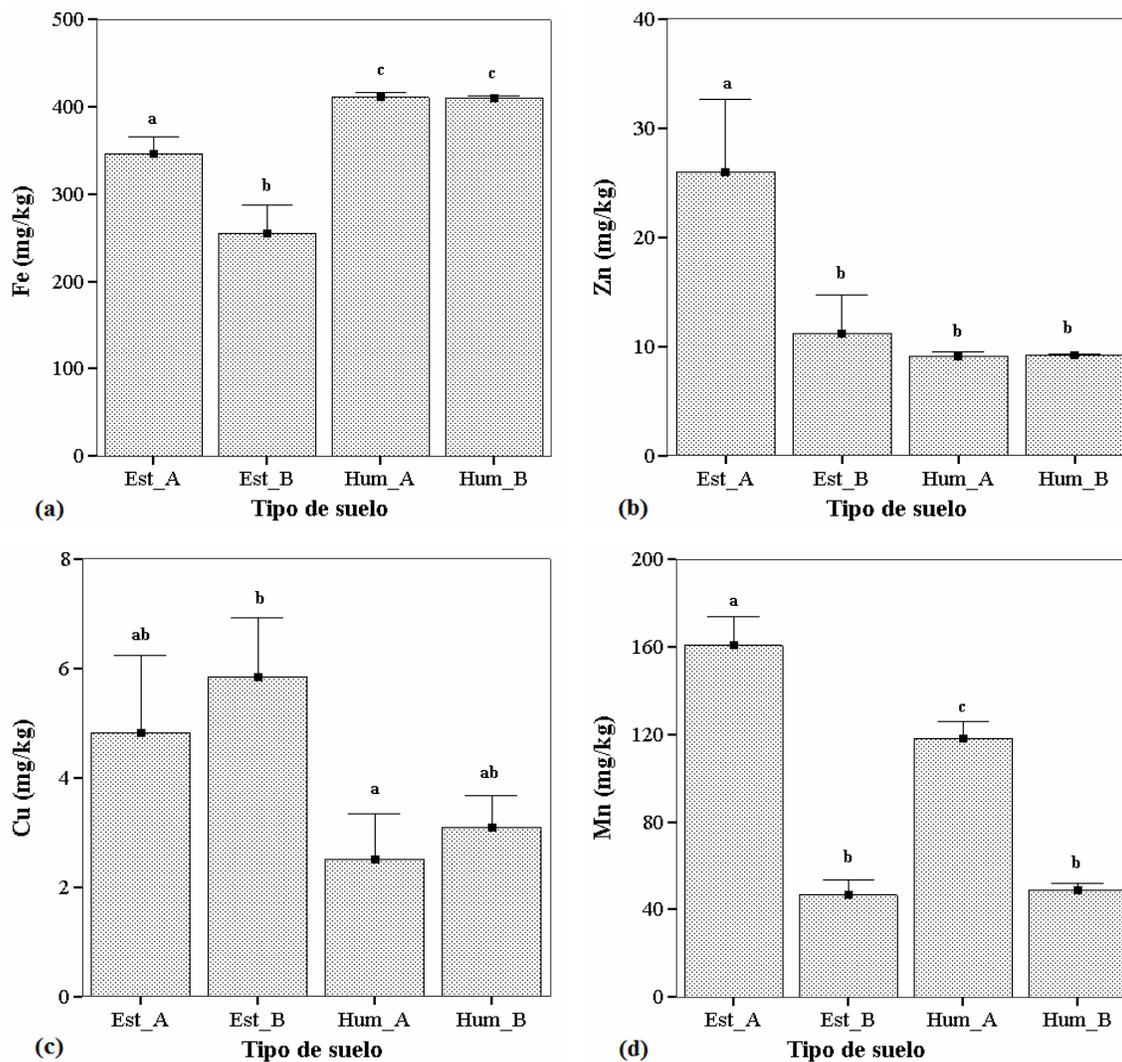


Figura 20. Contenido de (a) hierro, (b) cinc, (c) cobre y (d) manganeso (mg/kg) en muestras de suelos de la península de Araya.

No fue posible determinar el contenido de micronutrientes en las muestras de tejido radical, debido a que el contenido de los mismos está por debajo del límite de detección del espectrómetro de emisión óptica con plasma inductivamente acoplado Pelkin Elmer Óptima DV5300.

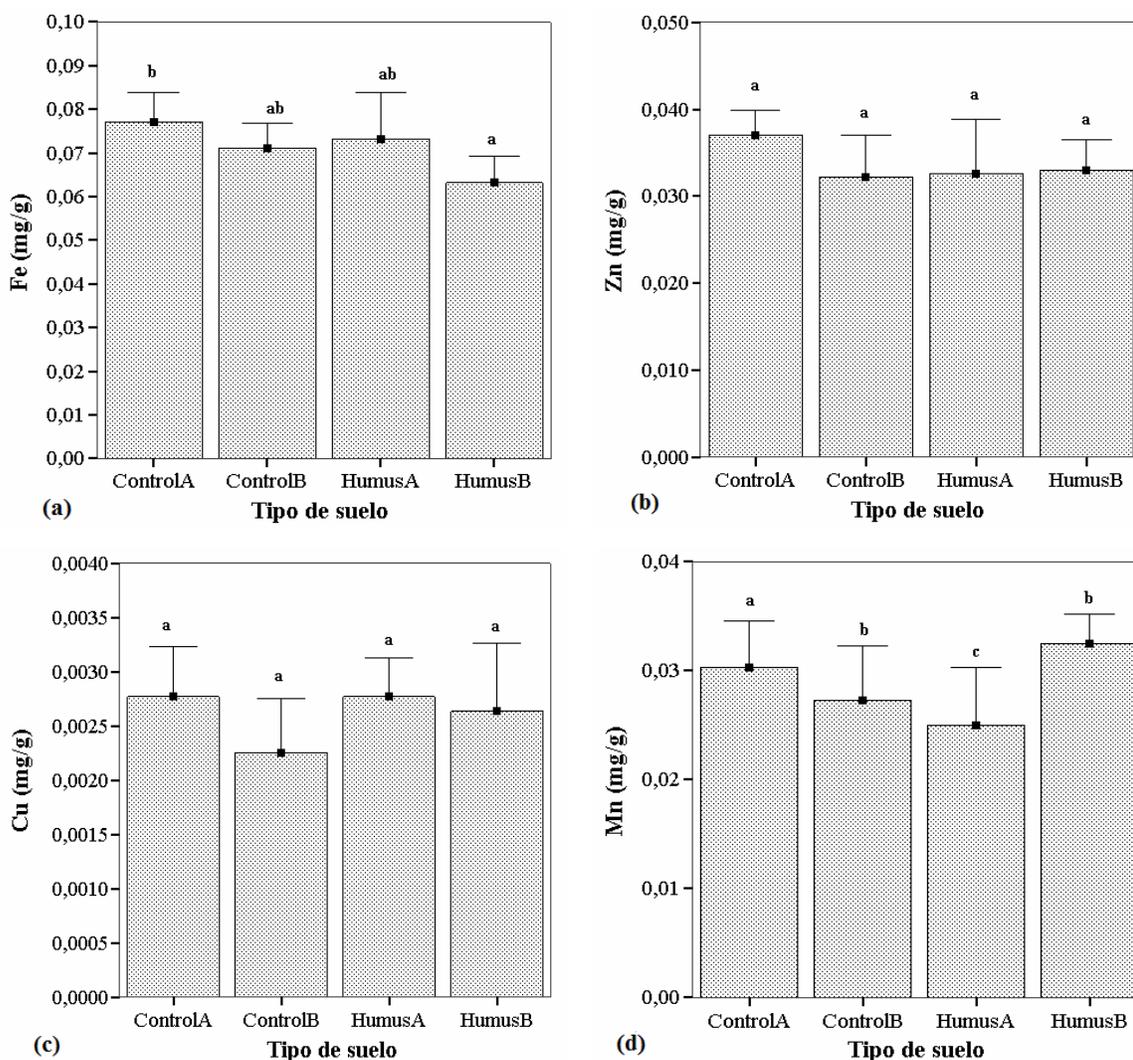


Figura 21. Contenido de micronutrientes en muestras de tejido vegetal provenientes de hojas de *Aloe vera* cultivadas en suelos de la península de Araya.

Fósforo disponible

Se encontraron diferencias significativas entre las medias que indican el contenido de fósforo disponible en los suelos de la península de Araya (figura 22), el mayor contenido de fósforo se encontró en los suelos de la estación B con una media de $7,63 \text{ mg}\cdot\text{kg}^{-1}$, mientras que la estación A presenta una media de $5,48 \text{ mg}\cdot\text{kg}^{-1}$. La aplicación de humus a estos suelos incrementó el contenido de fósforo disponible para las plantas en ambos suelos, superando los $10 \text{ mg}\cdot\text{kg}^{-1}$ para ambos suelos.

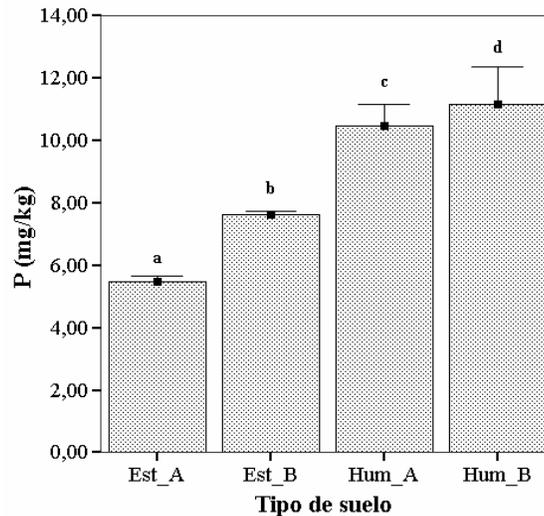


Figura 22. Contenido de fósforo disponible en muestras de suelo de la península de Araya, con y sin aplicación de humus.

Los niveles de fósforo en las estaciones A y B son considerados deficientes, ya que se considera recomendable un contenido de $18 \text{ mg}\cdot\text{kg}^{-1}$ de suelo para obtener un rendimiento aceptable (Espósito *et al.*, 2008). Fuentes *et al.*, (2006), indicó que bajo deficiencia de fosforo *A. vera* presenta una coloración verde oscura o purpura y además pueden presentar retardo en el crecimiento foliar. Sin embargo, ninguno de estos síntomas fue observado en las plantas cultivadas en los distintos suelos. Lo que indica que los requerimientos de este elemento por parte de la planta son bajos o se satisfacen con las cantidades encontradas en estos suelos.

El contenido de fosforo en las muestras de tejido vegetal se muestra en la figura 23. Contrariamente a lo esperado, se observa un mayor contenido de fosforo en las hojas de las plantas cultivadas en los suelos donde no se aplicó humus. El contenido de fosforo en las plantas provenientes de los suelos Hum_A y Hum_B, son menores a pesar de presentar mayor cantidad de este elemento disponible en el suelo (figura 22). Fuentes *et al.*, (2006) reportaron resultados similares bajo condiciones de deficiencia de potasio, hecho que explicaría la mayor absorción del elemento fosforo en las suelos de las estaciones A y B, los cuales presentan bajos niveles de potasio (figura 14a).

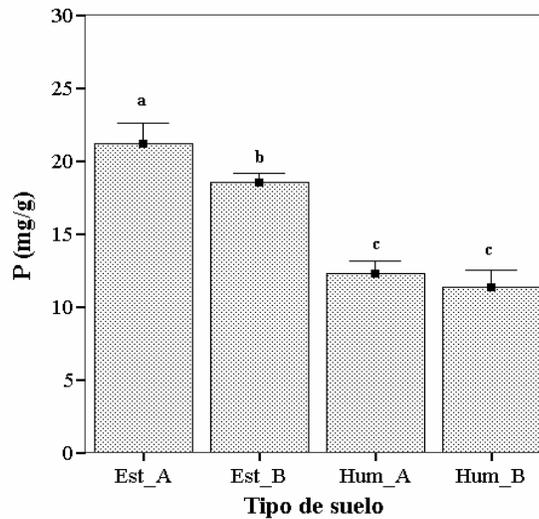


Figura 23. Contenido de fósforo en muestra de tejido vegetal provenientes de las hojas de plantas de *Aloe vera* cultivadas en suelos de la península de Araya.

Desafortunadamente no fue posible determinar el contenido de fósforo en muestras de raíces de *A. vera*, debido a que su contenido está por debajo de los límites de detección del equipo empleado para el análisis de la muestra.

Azufre

El análisis químico para determinar el contenido de azufre en las muestras de suelo de la península de Araya, indican un contenido dentro de los límites normales para los suelos de la estación A con un valor promedio de $13,20 \text{ mg}\cdot\text{kg}^{-1}$, sin embargo, se encontraron niveles excesivos de este elemento en las muestras de suelo de la estación B con un valor promedio de $27,60 \text{ mg}\cdot\text{kg}^{-1}$ (Figura 24). La aplicación de humus incrementó el contenido de azufre en las muestras de suelo en aproximadamente un 50%.

Se recomienda un nivel azufre de $9 \text{ mg}\cdot\text{kg}^{-1}$ de suelo para obtener rendimientos rentables de la actividad agrícola de un suelo (Espósito *et al.*, 2008). Generalmente los problemas de exceso de azufre en plantas se deben a la salinidad, ya que la mayor cantidad de azufre absorbida por el sistema radicular de las plantas se encuentra en forma de sulfatos, por lo que los síntomas de exceso dependerán del tipo de sal sulfatada presente

en los suelos (Navarro y Navarro, 2003).

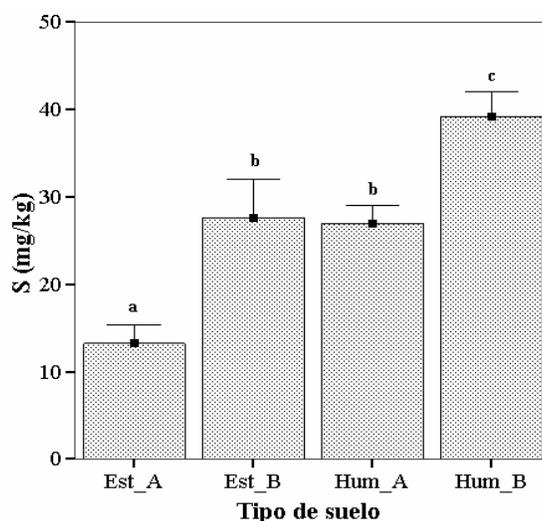


Figura 24. Contenido de azufre disponible en muestras de suelo de la península de Araya, con y sin aplicación de humus.

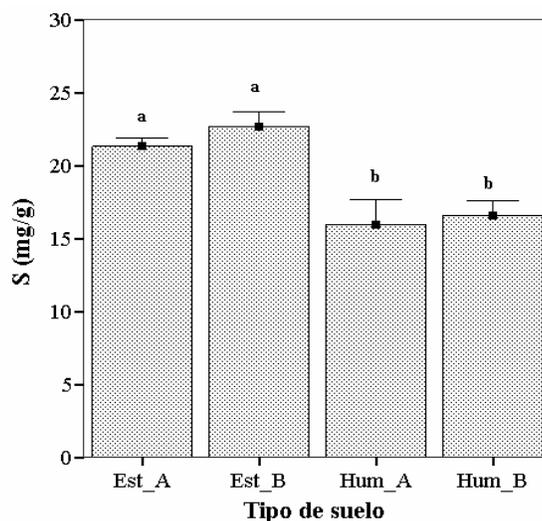


Figura 25. Contenido de azufre en muestra de tejido vegetal provenientes de las hojas de plantas de *Aloe vera* cultivadas en suelos de la península de Araya.

El contenido de azufre en el tejido de vegetal proveniente de las hojas de *A. vera* muestran un mayor contenido de este elemento en las plantas cultivadas en los suelos de la estación A y B, y un menor contenido de azufre en la plantas de los suelos con aplicación de humus (Figura 25). Comportamiento similar reportado por Fuentes *et al.*,

(2006) en *A. vera* cultivadas bajo deficiencia de potasio, característica compartida con los suelos de estas estaciones (figura 14a).

Nitrógeno Total, Amoniacal y Nitrato

Las muestras de las estaciones A y B, resultaron poseer bajo contenido de nitrógeno total, los contenidos promedios fueron de 16,65 y 22,17 g·kg⁻¹ de suelo, en comparación con los 35 g·kg⁻¹ recomendados para actividades agrícolas (Figura 26a). Se observaron altos niveles de amonio en los suelos de la estación A (Figura 26c), equivalente al 50% del nitrógeno total. Por otra parte, a pesar de mostrar diferencias significativas (Tukey, $p < 0,05$) el contenido de nitratos es bajo en las estaciones A y B (Figura 26b).

Los beneficios de la aplicación de humus se pueden observar en la figura 26. Los niveles de nitrógeno total y nitrato aumentaron significativamente (figura 26a y 26b), sin embargo, en el caso del amonio, solo se observó un aumento significativo en las muestras Hum_B con media de 5,25 g·kg⁻¹ (figura 26c) y una disminución de este elemento en las muestras Hum_A con una media de 7,51 g·kg⁻¹ en comparación con la muestra Est_A. La poca variación del contenido de amonio en los suelos, indica que el humus empleado en la fertilización posee un bajo contenido de este nutriente. Esto puede deberse al elevado pH del humus (9,55), que provoca la transformación del ion amonio en amoniaco gaseoso (Arango y Pérez, 2004).

El nitrógeno en el suelo se presenta de tres formas: orgánica, amoniacal y nítrica, siendo la primera de ellas la que se encuentra en mayor proporción. El método empleado para cuantificar la cantidad de nitrógeno transforma todo el nitrógeno orgánico y amoniacal en nitrato y permite analizar el contenido de nitrato en solución final. Sin embargo, la cuantificación del nitrógeno total sólo tiene validez para evaluar el estado de la materia orgánica (relación C/N) y no como indicador de fertilidad del suelo (Oliveira *et al.*, 2006).

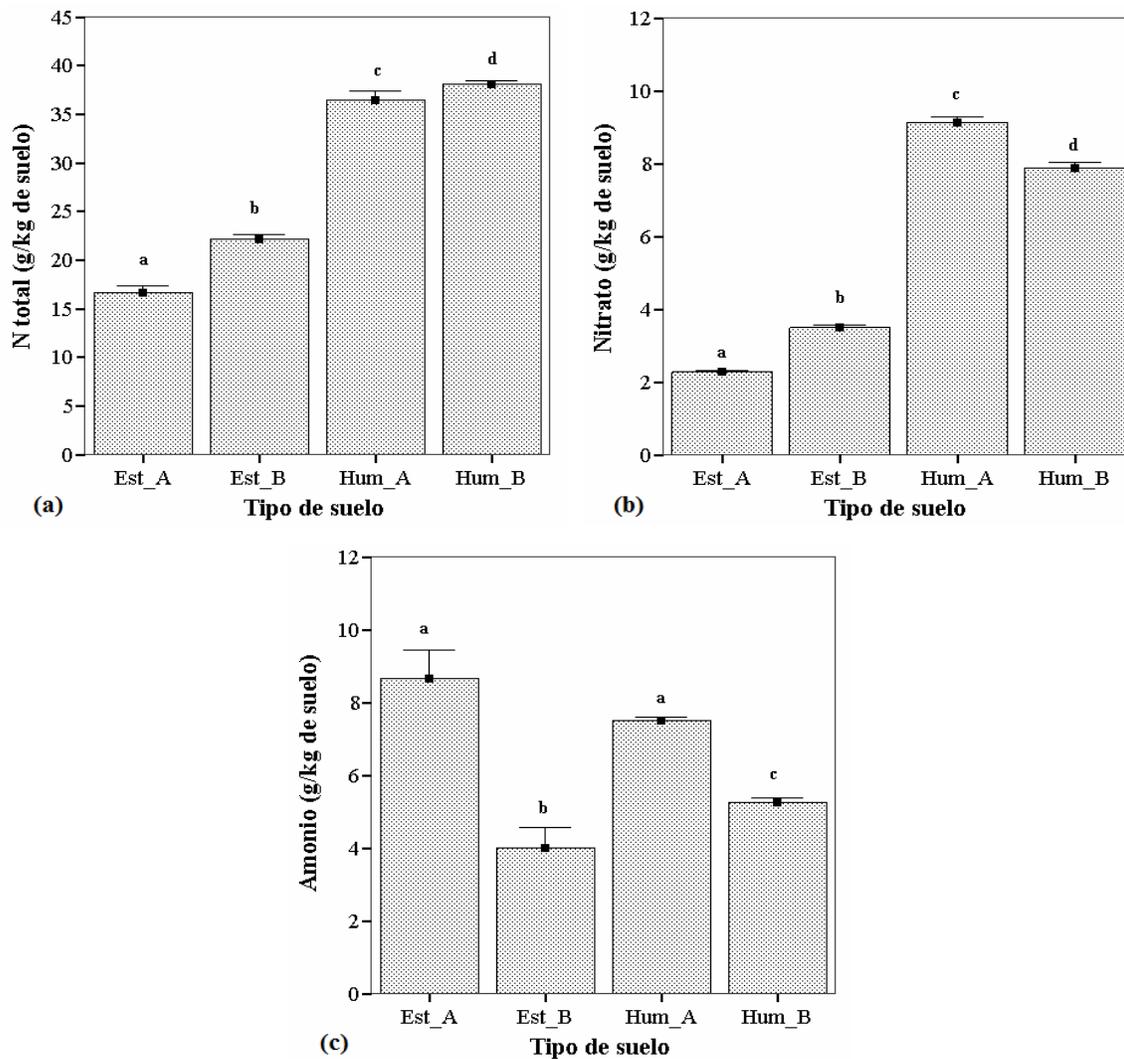


Figura 26. Contenido de (a) nitrógeno total, (b) nitrógeno en forma de nitrato y (c) nitrógeno en forma de amonio en muestras de suelos de la península de Araya.

El elemento nitrógeno es uno de los nutrientes más importantes, el cual se caracteriza por estar sometido a una dinámica permanente de transformación y síntesis de carácter bioquímico en el sistema suelo-planta, donde se presentan fenómenos de ganancias y pérdidas del elemento en periodos relativamente cortos (Abrol *et al.*, 2007).

Sin embargo, la permanencia del nitrógeno en los suelos no está garantizada, ya que está influenciada por varios factores edáficos, como lo son la textura del suelo, humedad, materia orgánica y el tipo de vegetación. La materia orgánica como la fuente de

nitrógeno orgánico en los suelos y su incorporación mediante descomposición está relacionada con la actividad microbiana del suelo. En este sentido no se tienen datos experimentales sobre la actividad microbiana en la región y se desconoce la dinámica del nitrógeno en la misma. Se sabe, que los suelos con una textura más fina (mayor contenido de arcilla) fijan el nitrógeno en forma de amonio a la superficie del suelo y al mismo tiempo disminuyen la lixiviación del nitrato, debido a la menor porosidad del suelo (Aruani *et al.*, 2007; Schepers y Raun, 2008).

No fue posible determinar el contenido de nitrógeno en muestras de tejido vegetal, debido a la poca cantidad de biomasa seca disponible

Cloruro

En la figura 27 se muestran los niveles de cloro en forma de ión cloruro en muestras de suelo de la península de Araya. Se puede observar un mayor contenido de cloruro en los suelos de la estación B, con un valor promedio de $47,32 \text{ mg}\cdot\text{kg}^{-1}$ mientras que la estación A sólo mostró un contenido promedio de $27,14 \text{ mg}\cdot\text{kg}^{-1}$. La aplicación de humus incremento levemente el contenido de cloruro en estos suelos, con valores medios de $37,27 \text{ mg}\cdot\text{kg}^{-1}$ para la estación Hum_A y $57,90 \text{ mg}\cdot\text{kg}^{-1}$ para la estación Hum_B. Los valores antes mencionados muestran diferencias significativas según prueba *a posteriori* de tukey ($p < 0,05$).

Se considera que un nivel óptimo de iones cloruros en el suelo es de aproximadamente $5 \text{ mg}\cdot\text{kg}^{-1}$ de suelo. Esto sería indicativo de que los suelos de la península de Araya presentan niveles elevados de cloruros, sin embargo, muchos investigadores señalan que existen plantas con un mayor requerimiento de cloro que oscila entre los $20 \text{ mg}\cdot\text{kg}^{-1}$ de suelo y valores tan elevados como $200 \text{ mg}\cdot\text{kg}^{-1}$ en los suelos, por lo que concluyen que no existe un nivel óptimo de cloro para el suelo, sino que lo importante es la tolerancia y requerimientos de la planta que se desea cultivar (Salvagiotti *et al.*, 2005).

El cloro es el último elemento que se ha considerado esencial para el desarrollo de las plantas. Ha sido clasificado como un micronutriente debido a que las plantas solo necesitan pequeñas cantidades de este elemento para su crecimiento. El cloro es absorbido por las plantas en forma de ión cloruro, el cual, juega un papel importante en una proteína responsable de la fotólisis del agua en las plantas (García, 2007).

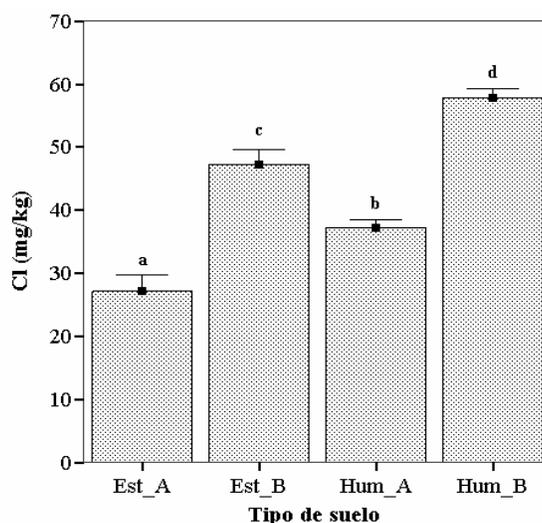


Figura 27. Contenido de cloro en forma de cloruro en suelos de la península de Araya

Acidez Titulable

En la tabla 5 se muestran los valores promedios de acidez titulable para las muestras de tejido vegetal de las plantas de los suelos sin aplicación de humus y con aplicación de este. Se observó una diferencia significativa entre los valores promedios de acidez titulable de las plantas de las Est_A y Est_B. La mayor acidez titulable se obtuvo en las muestras de plantas de los suelos Hum_B, lo que indica que estas plantas están fijando mayor cantidad de CO₂ por la noche, el cual será empleado por la planta en su proceso de fotosíntesis al día siguiente.

Por otra parte se observó una disminución de la acidez titulable en las plantas de los suelos de la Hum_A. La menor fijación de CO₂ por parte de estas plantas puede deberse

a los altos pH de estos suelos luego de la aplicación del humus.

Tabla 5. Parámetros de desarrollo vegetativo de plantas de *Aloe vera* cultivadas en distintos suelos.

Tipo de suelo	Acidez titulable ($\mu\text{mol}\cdot\text{g}^{-1}$)
Est_A	541,34 \pm 15,47 <i>a</i>
Est_B	574,22 \pm 10,36 <i>b</i>
Hum_A	417,95 \pm 12,86 <i>c</i>
Hum_B	671,57 \pm 13,63 <i>d</i>

* Letras diferentes indican que existen diferencias significativas, según prueba *a posteriori* Tukey ($p < 0,05$).

PARÁMETROS FÍSICOS DE DESARROLLO DE TEJIDO VEGETAL

Numero de hojas

Luego del periodo de climatización se observó que en promedio las plantas poseían entre 5 y 6 hojas. Transcurridos los 90 días de cultivo en suelos, se evidenció una diferencia significativa entre el promedio de hojas de las plantas de los suelos Est_A (y los otros suelos restantes (Est_B, Hum_A y Hum_B)).

Tabla 6. Número de hojas en plantas de *A. vera* en suelos con y sin aplicación de humus.

Tipo de suelo	NH iniciales	NH finales
Est_A	5 \pm 2 <i>a</i>	11 \pm 1 <i>a</i>
Est_B	5 \pm 1 <i>a</i>	11 \pm 1 <i>a</i>
Hum_A	6 \pm 2 <i>a</i>	9 \pm 1 <i>b</i>
Hum_B	5 \pm 2 <i>a</i>	11 \pm 1 <i>a</i>

* Letras diferentes en una misma columna indican que existen diferencias significativas, según prueba *a posteriori* Tukey ($p < 0,05$)

NH: N° de hojas.

La aplicación de humus a los suelos de Est_A, afectó la productividad de la planta a la hora de producir hojas. Sin embargo este fenómeno no se observó en los suelos Hum_B, al que se le aplicó igual cantidad de humus. No se observaron diferencias significativas en el número de hojas de la Est_A y Est_B, al compararlas con la muestra Hum_B.

Desarrollo vegetativo

En la siguiente tabla se muestran los resultados de los parámetros vegetativos medidos en plantas de *Aloe vera*, cultivadas en distintos suelos durante un período de 90 días.

No se observaron diferencias significativas en la longitud foliar (LF) de las plantas cultivadas de suelos de las estaciones A y B. Se observó una disminución de la longitud foliar de aproximadamente 2 cm en las plantas cultivadas en los suelos Hum_A, sin embargo la prueba *a posteriori* de tukey ($p < 0,05$) indicó que no presenta diferencia significativa con respecto a los resultados obtenidos de las estaciones A y B. Las plantas cultivadas en los suelos Hum_B presentaron un aumento de su longitud foliar media de 4,7 cm, resultado significativamente diferente a los de la muestra Est_B.

Tabla 7. Parámetros de desarrollo vegetativo de plantas de *Aloe vera* cultivadas en distintos suelos.

Tipo de suelo	Parámetro			
	LF (cm)	AF (cm)	EF (cm)	VF (cm ³)
Est_A	20,30 ± 2,66 a	1,61 ± 0,21 ab	1,05 ± 0,12 b	9,59b ± 2,01 b
Est_B	20,30 ± 2,66 a	1,62 ± 0,22 ab	1,22 ± 0,11 b	10,51b ± 2,16 b
Hum_A	18,26 ± 2,86 a	1,29a ± 0,32 a	0,42 ± 0,15 a	2,76a ± 1,52 a
Hum_B	25,00 ± 3,33 b	1,74b ± 0,27 b	1,14 ± 0,17 b	11,42b ± 2,78 b

* Letras iguales en la misma columna indica que no existen diferencias significativas entre el parámetro medido y el tipo de suelo. LF: Longitud foliar; AF: Ancho foliar; EF: Espesor foliar y VF: Volumen foliar.

En los suelos Hum_A se observó una disminución del ancho foliar (AF) de las plantas

allí cultivadas, aunque la prueba *a posteriori* de tukey ($p < 0,05$) indica que la diferencia no es significativa con respecto a los resultados de los suelos Est_A y Est_B. El ancho foliar de las plantas de los suelos Hum_B aumentó 0,12 cm, este aumento no es significativamente diferente en comparación con la muestra Est_B.

Por otra parte, se observó un efecto negativo de los suelos Hum_A sobre el espesor foliar (EF) de las plantas de *A. vera*. Este parámetro disminuyó en más de un 60% en comparación con los suelos Est_A y Est_B, mostrando diferencias significativas según prueba *a posteriori* de tukey ($p < 0,05$); contrariamente se observó un aumento del espesor foliar en las plantas de los suelos Hum_B que aunque no es significativo en comparación con los de la estación A y B, es muy importante si se compara con los suelos Hum_A.

El mismo efecto negativo de los suelos Hum_A se observó en el volumen foliar de las plantas, este parámetro es dependiente de la longitud, ancho y espesor foliar, por lo cual si uno de los anteriores es afectado de cualquier manera se verá reflejado en este último. Tal y como ocurre, el efecto del humus sobre el espesor de las plantas de la muestra Hum_A, es reflejado de igual manera por el volumen foliar con una disminución del 60% en comparación con las plantas de los suelos Est_A.

Hernández *et al.*, 2007, observaron el beneficio de la aplicación de humus sobre hijuelos de sábila, los cuales presentaron mayor longitud de sus hojas en comparación con un suelos control. Incluso los resultados son mejores que los obtenidos en plantas cultivadas en suelos abonados con fertilizantes inorgánicos NPK. Este comportamiento fue observado en las plantas de los cultivos Hum_B, no así, en las plantas de los cultivos Hum_A.

Analizando detalladamente las características físicas y el contenido de nutrientes de los suelos con aplicación de humus, encontramos que la propiedad más resaltante es el aumento del pH luego de aplicar el humus. Especialmente en los suelos Hum_A donde

este alcanzó un valor medio de 9,54. Este incremento afectó el crecimiento de las plantas, las cuales requieren para crecer pH óptimo entre 5,5-6,5 al ser alcalino el medio se inhibe el crecimiento radical y por lo tanto el crecimiento de las plantas.

Una investigación reciente, reveló que la cantidad de humus aplicado a un suelo es un factor influyente en la cantidad de nutrientes que son absorbidos por las plantas. Büling *et al.*, (2009), observaron en plantas de trigo que el contenido de nutrientes disminuían a medida que aumentaban las proporciones de humus aplicadas al suelo. Por lo que sería posible mejorar el contenido de nutrientes en las plantas de *A. vera*, si se determina la proporción ideal para el cultivo de esta planta.

Hay que resaltar que no se observaron cambios de coloración en las plantas que indicaran la deficiencia de algún nutriente, tanto en los suelos sin humus, como en aquellos a los que se les aplicó humus.

CONCLUSIONES

La textura de los suelos es apropiada para el cultivo de sábila en la región, ya que la porosidad y aireación es suficiente para el desarrollo vegetativo de la misma.

La aplicación de humus aumentó el contenido de humedad en los suelos de la península de Araya, debido a la capacidad de absorción del complejo arcillo-húmico de la materia orgánica presente en este.

La aplicación de humus incrementó el pH de los suelos, afectando (en el caso de los suelos Hum_A) el desarrollo vegetativo de las plantas de *A. vera*, debido a que inhibe el desarrollo del sistema radical.

Los dos suelos de la península de Araya presentaron conductividades eléctricas bajas, evidenciando el carácter no salino por parte de éstos. La aplicación de humus incrementó la CE_e , este aumento se debió al mayor aporte de sales, en especial potasio.

Debido a la formación del complejo de cambio o absorbente al aplicar humus, los suelos aumentan su capacidad de intercambio catiónico que les permite absorber mayor cantidad de nutrientes a su superficie. Esto es muy importante a la hora de aplicar combinaciones de abonos orgánicos e inorgánicos, para una mayor productividad.

Existe una deficiencia de potasio en los suelos de la estación A, que provoca una mayor absorción de iones sodio por parte de plantas de *Aloe vera* incrementando el riesgo de fitotoxicidad por este elemento a largo plazo.

La aplicación de humus a los suelos incrementó la cantidad de potasio disponible para las plantas, incrementando la absorción de este elemento y la disminución de iones sodio.

En suelos con deficiencia de potasio, como los encontrados en la península de Araya se observó una mayor absorción de fósforo y azufre por parte de las plantas.

La aplicación de humus es factible como método de fertilización para los suelos de la península de Araya. Favorece el aumento de la longitud foliar y ancho foliar en las plantas de *A. vera* (muestras Hum_B), sin embargo, se pudiera obtener mejores resultados si se ajusta el pH del humus a valores cercanos a 7, ya que este afecta el sistema radical de la planta. También es recomendable determinar la relación humus-suelo que permita un mejor rendimiento de estos cultivos.

BIBLIOGRAFÍA

Abrol, Y.P.; Raghuram, N. y Sandev M.S. 2007. *Agricultural nitrogen use and its environmental implications*. LK International Publishing House. India

Andrade, J.; Barrera, E; Reyez, C.; Ricarde, M.F.; Vargas, G. y Cervera, J.C. 2007. El metabolismo ácido de las crasuláceas: diversidad, fisiología ambiental y productividad. *Boletín de la Sociedad Botánica de México*, 81 (1): 37-50.

Arango, G, y Pérez, J.C. 2005. Determinación de nitratos y amonio en muestras de suelo mediante el uso de electrodos selectivos. *Revista de la Facultad Nacional Agraria de Medellín*, 58 (1): 2733-2740.

Aruani, M.; Sánchez, E.; Reeb, P. y Aun, E. 2007. Variación de la concentración de nitratos en un suelo franco limoso del Alto valle de Rio Negro. *Revista de la Facultad de Ciencias Agrarias UNCuyo*, 39 (2): 25-33.

Bautista, A.; Etchevers, J.; Del Castillo, R.F. y Gutiérrez, C. 2004. La calidad del suelo y sus indicadores. *Ecosistemas*, 13 (2): 90-97.

Blanco, J. 2003. *Acondicionadores y mejoradores de suelos*. Instituto Colombiano Agropecuario. Bogotá, Colombia.

Bohn, H.; McNeal, B. y O'Connor, G. 2001. *Soil chemistry*. John Wiley & Sons, INC. United States American.

Bran, D.; Ayesca, J. y López, C. 2000. *Áreas ecológicas de Rio Negro*. Instituto Nacional de Tierra Agrícolas (INTA). Argentina.

Casanova, E. 2005. *Introducción a la ciencia del suelo*. Consejo de desarrollo científico y humanístico. Universidad Central de Venezuela. Caracas, Venezuela.

Delgado, R.; Castro, L.; Cabrera, E.; Mújica, M.; Caniche, S.; Navarro, L. y Noguera, I. 2007. Relación entre las propiedades físicas del suelo y algunas características del sistema radical del maíz, cultivado en un suelo fluventic haplustoll de textura franco arenosa de Maracay, Venezuela. *Agronomía Tropical* 58 (3): 50-61.

Díaz, M. 2001. Ecología experimental y ecofisiología: bases para el uso sostenible de los recursos naturales de las zonas áridas neo-tropicales. *Interciencia*, 26 (10): 472-478.

Espósito, G.; Castillo, C.; Balboa, G. y Balboa, R. 2008. Nivel crítico de fósforo y azufre en suelos del sur de Córdoba para el cultivo de soja. *Congreso Argentino de la Ciencia del Suelo* 43 (1): 16-19.

- Facelli, AL. 2006. Micronutrientes en la fisiología de las plantas. *Asociación Argentina de la Ciencia del Suelo, 1*: 11-27.
- FAO. 2002. *El cultivo protegido en el clima mediterráneo*. Publicaciones FAO. Roma. Italia.
- FAO, 2007. *Evaluación de la Degradación de la Tierra en Zonas Áridas*. Publicaciones FAO. Roma. Italia.
- Fernández, N.; Martínez, V. y Carvajal, M. 2004. Effect of salinity on growth, mineral composition, and water relations of grafted tomato plants. *Journal of Plant Nutrition Soil Science, 167*: 616-612.
- Fortanelli, J. y Aguirre, J. 2008. *Pequeños regadíos en el altiplano potosino: agricultura de riego tradicional en Aqualulco, Mexquitic y Santa María del Río*. Editorial UASLP. México.
- Fuentes, A.; Véliz, J. e Imery, B. 2006. Efecto de la deficiencia de macronutrientes en el desarrollo vegetativo de *Aloe vera*. *Interciencia, 31* (2): 116-122.
- Galantini, J.A. y Suñer, L. 2008. Las fracciones orgánicas del suelo: análisis en los suelos de la Argentina. *Agriscientia, 25* (1): 41-55.
- García, F. 2007. Cloro en trigo: resultados de las experiencias en la región Pampeana Argentina. Años 2001-2006. *Informaciones Agronómicas, 38* (1): 17-21
- García, M. 2008. Crecimiento y desarrollo de *Aloe vera* (L.) f. Trabajo de pregrado. Departamento de Biología, Universidad de Oriente, Cumaná.
- Gómez, F.; Vivas, L. y Santamaría, E. 2001. Prácticas de cultivo y algunos factores edafológicos que podrían influir sobre la calidad del gel de sábila. *Revista Chapingo Serie Zonas Áridas 1* (1): 68-73.
- Ghoulam, C. Foursy, Ay Fares, K. 2002. Effects of salt stress on growth , inorganic ions and praline accumulation in relation to osmotic adjustment in five sugar beet cultivars. *Environmental an Experimental Botany, 47*: 39-50.
- Gratzfeld, J. 2004. *Industrias extractivas en zonas áridas y semiáridas*. Unión mundial para la naturaleza. Cambridge. Reino Unido.
- Guarnaschelli, A. y Garau, A. 2009. *Árboles. Una guía esencial para la selección, cultivo y mantenimiento de diversas especies de árboles*. Editorial Albatros. Buenos Aires. Argentina.

Hassanuzzamam, M.; Uddin, K.; Khalequzzamam, K.; Shamsuzzamam, A. y Nahar, K. 2008. Plant characteristics, growth and leaf yield of *Aloe vera* as affected by organic manure in pot culture. *Australian Journal of Crop Science*, 2(3):158-163.

Hernández-Cruz LR.; Rodríguez-García R.; Jasso RD y Angulo-Sánchez JL. 2002. *Aloe vera* response to plastic mulch and nitrogen. En Janik J, Whipkey A (Eds.) *Trends in new crops and new uses*. ASHS Press. Alexandria, VA, EEUU. 570-574.

Hernández, P.; De la Ossa, G.; Vilorio, Z. y Bracho, B. 2007. Influencia de la luz solar y el abonamiento sobre el crecimiento de la sábila (*Aloe barbadensis* Miller. f.) en la fase de vivero. *Revista de la Facultad de Agronomía (LUZ)*, 24 (1): 44-50.

Jaramillo, D. 2002. *Introducción a las ciencias del suelo*. Universidad Nacional de Colombia. Medellín.

Julca-Otiniano, A.; Meneses, L.; Blas, R. y Bello, S. 2006. La materia orgánica, importancia y experiencia de uso en la agricultura. *Idesia online* 24 (1): 46-61.

Kao, W.; Tsai, T.; Tsai, H. y Shih, C. 2006. Response of three Glycine species to salt stress. *Environmental and Experimental Botany*, 56: 120-125.

Kass, D. 2007. *Fertilidad de suelos*. Editorial EUNED. Costa Rica.

Lasprilla, D.; Carranza, C. y Fischer, G. 2008. *Calidad del agua de riego en la sabana de Bogotá*. Universidad Nacional de Colombia, Facultad de Agronomía. Bogotá. Colombia.

La Manna, L.; Buduba, C.; Alonso, V.; Davel, M.; Puentes, C. y Irisarri, J. 2007. Comparación de métodos analíticos para la determinación de materia orgánica en suelos de la región andino-patagónica: efectos de la vegetación y el tipo de suelo. *Ciencia del Suelo (Argentina)*, 25 (2): 179-188.

Malagnoux, M.; Senne, E.H. y Atzmon, N. 2007, Bosques, árboles y aguas en las tierras áridas. *Unasylva* (FAO), 58 (229): 24-29.

Matteucci, D. y Colma, A. 1997. Agricultura sostenible y ecosistemas áridos y semiáridos de Venezuela. *Interciencia*, 22 (3): 123-130.

Matus, F.J.; Lusk, C. y Maire C.R. 2008. Effects of Soil Texture, Carbon Input Rates, and Litter Quality on Free Organic Matter and Nitrogen Mineralization in Chilean Rain Forest and Agricultural Soils *Communications in Soil Science and Plant Analysis* 39 (1): 187-201

Miranda, D.; Carranza, C. y Fischer, G. 2008. *Calidad del agua de riego*. Universidad Nacional de Colombia. Bogotá, Colombia.

- Navarro, B y Navarro, G. 2003. *Química agrícola: El suelo y los elementos esenciales para la vida vegetal*. Segunda Edición. Mundi.Prensa Libros. España.
- Núñez, J. 2000. *Fundamentos de edafología*. Editorial EUNED. San José, Costa Rica.
- Oliveira, J.; Afif, E. y Mayor, M. 2006. *Análisis de suelos, plantas y recomendaciones de abonado*. Ediciones de la Universidad de Oviedo. España.
- Omami, E. 2005. Response of amaranth to salinity stress. Tesis Ph.D. University of Pretoria. Sur Africa.
- Parra, M.; Fernández, R., Navarro, C. y Arquero, O. 2002. *Los suelos y la fertilización del olivar cultivado en zonas calcáreas*. Grupo Mundi-Prensa. España.
- Pedroza, A.; García, J. y Samaniego, A. 2004. Análisis de crecimiento y desarrollo de la sábila (*Aloe barbadensis miller*) en diferentes prácticas de manejo. *Revista Chapingo Serie Zonas Áridas* 3 (1): 105-110.
- Pedroza, A.; Gómez, F.; Samaniego, A.; Trejo, J.; Calzada, R. y Torres, J. 2009. Caracterización del proceso de industrialización y comercialización de la sábila: Estudio de caso. *Revista Chapingo Serie Zonas Áridas* 8 (1): 241-246.
- Porta, J.; López-Acevedo, M. y Roquero, C. 2003. *Edafología para la agricultura y el medio ambiente*. Tercera Edición. Mundi-Prensa. España.
- Porta, J.; López-Acevedo, M. y Poch, R.M. 2008. *Introducción a la edafología, uso y protección del suelo*. Tercera Edición. Mundi-Prensa. España.
- Racca, E.; Hurtado, R.; Dawes, C.; Balladares, C. y Rubio, J. 1993. Desarrollo de cultivo de gracilarias en la península de Araya (Venezuela). Reporte FAO. México.
- Roca, N.; Pazos, M.B. y Bech, J. 2007. Disponibilidad de cobre, hierro, manganeso, zinc en suelos del noroeste argentino. *Asociación Argentina de la Ciencia del Suelo*, 25 (1): 31-42.
- Salvagiotti, F.; Catellarín, J.; Pedrol, H.; González, M. e Incremona, M. 2005. Efecto de la fertilización con potasio y cloro sobre el rendimiento y severidad de las enfermedades foliares en trigo. *Informaciones Agronómicas* 25 (1): 16-19.
- Sánchez, D.C.; Arzeno, J.L. y Corvalán, E.R. 2008. Validación de modelos de estimación de materia orgánica en base a textura para suelos del departamento de Anta. *Resúmenes XXI Congreso Argentino de las Ciencias del Suelo*. Potrero de los Funes. Argentina.
- Schepers, J. y Raun, W. 2008. Nitrogen in agricultural system. American Society of

Agronomy. Madison, USA.

Silva, H.; Delatorre, J.; Delfino, I.; Salinas, C. y Cardemil, L. 2010. Irrigation restriction effects on water use efficiency and osmotic adjustment in Aloe Vera plants (*Aloe barbadensis* Miller). *Agriculture Water Management* 97 (10): 1564-1570.

Stocking, M y Murnaghan, N. 2003. *Manual para la Evaluación de Campo de la Degradación de la Tierra*. Ediciones Mundi-Prensa. España

Taiz, L. y Zeiger, E. 2007. *Fisiología Vegetal*. Tercera Edición. Publicaciones Universitat Jaume I. España.

Trinidad, A. 2003. Papel de los abonos orgánicos en la productividad de los suelos. *Publicación del Simposio Internacional y Reunión Nacional sobre Lombricultura y Abonos Orgánicos*. 1 (1): 3-16

Quiroga, 2007. Indicadores de la calidad de suelo. *Revista CREA*, 325. Argentina.

Veliz, J; Franco-Salazar, V. y García, M. 2007. Efecto de la salinidad en Aloe vera y *Opuntia ficusindica* plantas CAM de interés comercial. *Revista de la Facultad de Agronomía (LUZ)*, 24 (1), 337-341.

APENDICE

APENDICE A

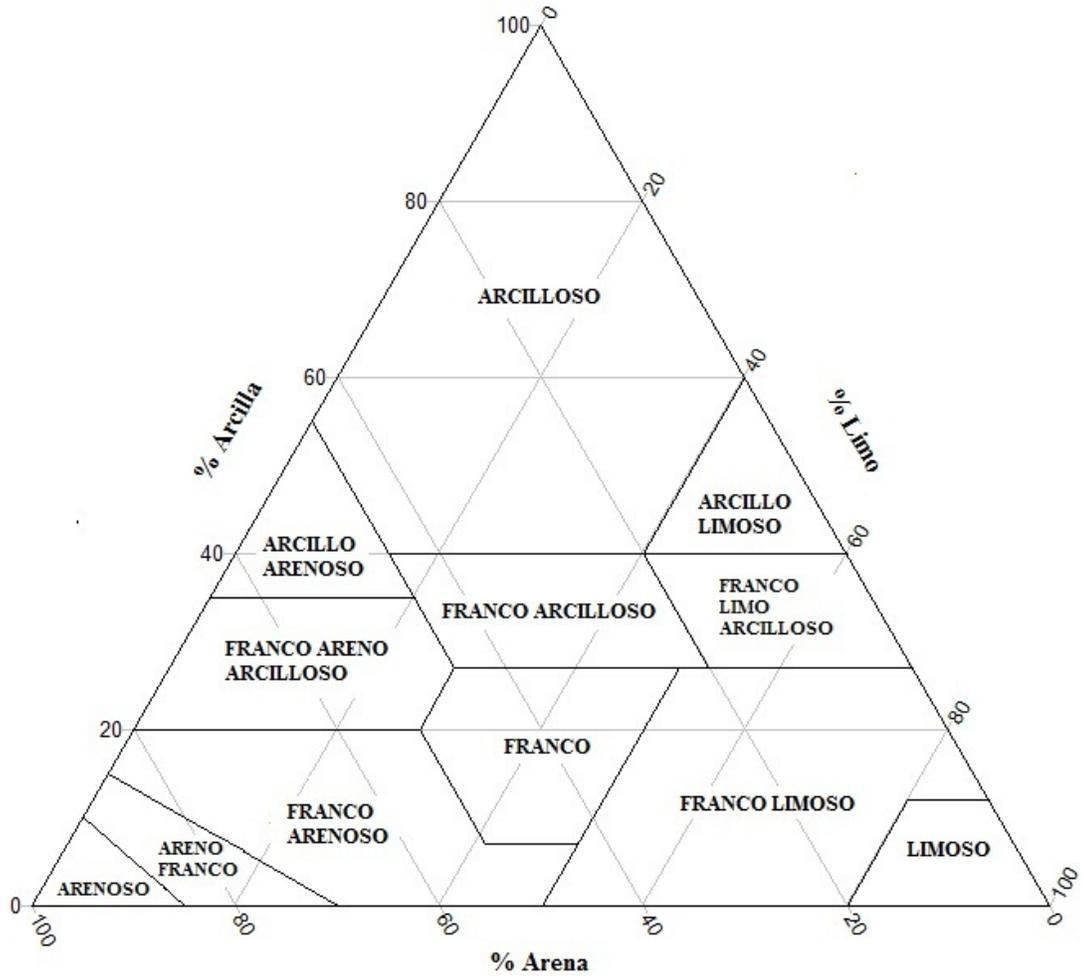


Figura A1. Triángulo Textural del Departamento de Agricultura de los Estados Unidos (USDA)

Tabla A1. Relación de los porcentajes de arena, limo y arcilla en muestras de suelo de la península de Araya, estado Sucre.

Tipo de suelo	% Arena	% Arcilla	% Limo	Textura
Est_A	68,64 ± 4,75 <i>a</i>	14,21 ± 2,63 <i>a</i>	17,14 ± 3,81 <i>a</i>	Franco-Arenosa
Est_B	68,24 ± 3,51 <i>a</i>	17,18 ± 0,91 <i>b</i>	14,57 ± 2,87 <i>b</i>	Franco-Arenosa
Hum_A	ND**	ND**	ND**	ND**
Hum_B	ND**	ND**	ND**	ND**

* Letras diferentes en una misma columna indica que existen diferencias significativas entre los resultados, según la prueba de Tukey a un nivel de confianza del 95%.

** No determinado.

Tabla A2. Capacidad de intercambio catiónico (CIC) en muestras de suelo de la península de Araya, estado Sucre.

Tipo de suelo	CIC (cmol(+).kg ⁻¹)*	CE (dS.m ⁻¹)*
Est_A	4,70 ± 0,33 <i>a</i>	1,05 ± 0,05 <i>a</i>
Est_B	4,46 ± 0,94 <i>a</i>	1,91 ± 0,12 <i>b</i>
Hum_A	6,62 ± 0,06 <i>b</i>	2,72 ± 0,04 <i>c</i>
Hum_B	6,76 ± 0,05 <i>b</i>	3,31 ± 0,03 <i>d</i>

* Letras diferentes en una misma columna indica que existen diferencias significativas entre los resultados, según la prueba de Tukey a un nivel de confianza del 95%.

APENDICE B

Tabla B1. Contenido promedio de macronutrientes (K^+ , Ca^{2+} , Mg^{2+} , Na^+) en muestras de suelo de la península de Araya, con y sin aplicación de humus.

Macronutrientes*				
Muestra	K^{+**}	Ca^{2+**}	Mg^{2+**}	Na^{+**}
Est_A	$0,004 \pm 0,001$ <i>a</i>	$0,33 \pm 0,02$ <i>a</i>	$0,09 \pm 0,01$ <i>a</i>	$0,095 \pm 0,006$ <i>a</i>
Est_B	$0,15 \pm 0,03$ <i>b</i>	$1,8 \pm 0,6$ <i>b</i>	$0,58 \pm 0,09$ <i>bc</i>	$0,18 \pm 0,02$ <i>b</i>
Hum_A	$0,729 \pm 0,002$ <i>c</i>	$1,467 \pm 0,007$ <i>b</i>	$0,415 \pm 0,008$ <i>b</i>	$0,248 \pm 0,002$ <i>c</i>
Hum_B	$0,689 \pm 0,007$ <i>c</i>	$2,220 \pm 0,001$ <i>b</i>	$0,75 \pm 0,01$ <i>c</i>	$0,689 \pm 0,004$ <i>d</i>

* Letras diferentes en una misma columna indica que existen diferencias significativas entre los resultados, según la prueba de Tukey a un nivel de confianza del 95%.

** Valores expresados en $cmol(+) \cdot kg^{-1}$ de suelo.

Tabla B2. Contenido promedio de micronutrientes (Zn^{2+} , Fe^{3+} , Cu^{2+} , Mn^{2+}) en muestras de suelo de la península de Araya, con y sin aplicación de humus.

Micronutrientes*				
Muestra	Zn^{2+**}	Fe^{3+**}	Cu^{2+**}	Mn^{2+**}
Est_A	$25,94^a \pm 7,26$ <i>a</i>	$345,85 \pm 21,75$ <i>a</i>	$4,82 \pm 1,52$ <i>ab</i>	$160,64 \pm 14,32$ <i>a</i>
Est_B	$11,12^b \pm 3,90$ <i>b</i>	$254,92 \pm 34,71$ <i>b</i>	$5,82 \pm 1,71$ <i>b</i>	$46,60 \pm 7,23$ <i>b</i>
Hum_A	$9,1^b \pm 0,4$ <i>b</i>	$410,90 \pm 0,56$ <i>c</i>	$2,5 \pm 0,1$ <i>a</i>	$118,25 \pm 0,87$ <i>c</i>
Hum_B	$9,1^b \pm 0,3$ <i>b</i>	$410,35 \pm 0,21$ <i>c</i>	$3,09 \pm 0,06$ <i>ab</i>	$48,67 \pm 0,37$ <i>b</i>

* Letras diferentes en una misma columna indica que existen diferencias significativas entre los resultados, según la prueba de Tukey a un nivel de confianza del 95%.

** Valores expresados en $mg \cdot kg^{-1}$ de suelo.

Tabla B3. Contenido promedio de azufre y fósforo en muestras de suelo de la península de Araya, con y sin aplicación de humus.

Muestra	Nutriente *	
	PO ₄ ²⁻ (mg·kg ⁻¹)*	SO ₄ ²⁻ (mg·kg ⁻¹)*
Est_A	5,48 ^a ± 0,17	13,20 ^a ± 2,3
Est_B	7,63 ^b ± 0,09	27,60 ^b ± 4,8
Hum_A	10,45 ^c ± 0,08	26,91 ^b ± 0,24
Hum_B	11,14 ^d ± 0,13	39,18 ^c ± 0,32

* Letras diferentes en una misma columna indica que existen diferencias significativas entre los resultados, según la prueba de Tukey a un nivel de confianza del 95%.

Tabla B4. Contenido promedio de nitrógeno (N_K, NH₄⁺, NO₃⁻) y cloruros (Cl⁻) en muestras de suelo de la península de Araya, con y sin aplicación de humus.

Muestra	Formas nitrogenadas y cloruros			
	N _K **	NH ₄ ⁺ **	NO ₃ ⁻ **	Cl ⁻ **
Est_A	16,65 ^a ± 0,81	8,67 ^a ± 0,82	2,27 ^a ± 0,05	27,14 ^a ± 2,86
Est_B	22,17 ^b ± 0,49	4,01 ^b ± 0,58	3,49 ^b ± 0,06	47,32 ^c ± 2,55
Hum_A	36,43 ^c ± 0,39	7,51 ^a ± 0,03	9,12 ^c ± 0,06	37,27 ^b ± 0,51
Hum_B	38,11 ^d ± 0,14	5,25 ^c ± 0,05	7,89 ^d ± 0,05	57,90 ^d ± 0,54

* Letras diferentes en una misma columna indica que existen diferencias significativas entre los resultados, según la prueba de Tukey a un nivel de confianza del 95%.

** Valores expresados en mg·kg⁻¹ de suelo.

APENDICE C

Tabla C1. Contenido promedio de macronutrientes (K^+ , Ca^{2+} , Mg^{2+} , Na^+) en muestras de tejido vegetal de la parte área de plantas de *Aloe vera*.

Macronutrientes*				
Muestra	K^{+**}	Ca^{2+**}	Mg^{2+**}	Na^{+**}
Est_A	$13,12 \pm 1,39$ a	$36,85 \pm 3,73$ b	$6,97 \pm 0,93$ b	$7,78 \pm 0,92$ a
Est_B	$19,76 \pm 1,00$ a	$31,01 \pm 6,18$ b	$10,57 \pm 0,94$ c	$28,25 \pm 1,16$ b
Hum_A	$34,19 \pm 9,03$ b	$15,92 \pm 3,57$ a	$4,33 \pm 0,55$ a	$7,93 \pm 0,73$ a
Hum_B	$29,45 \pm 1,23$ b	$15,23 \pm 3,92$ a	$5,46 \pm 1,12$ ab	$10,11 \pm 0,91$ c

* Letras diferentes en una misma columna indica que existen diferencias significativas entre los resultados, según la prueba de Tukey a un nivel de confianza del 95%.

** Valores expresados en $mg \cdot g^{-1}$ de vegetal seco.

Tabla C2. Contenido promedio de micronutrientes (Zn^{2+} , Fe^{3+} , Cu^{2+} , Mn^{2+}) en muestras de tejido vegetal de la parte área de plantas de *Aloe vera*.

Micronutrientes*				
Muestra	Zn^{2+**}	Fe^{3+**}	Cu^{2+**}	Mn^{2+**}
Est_A	$0,037^a \pm 0,002$	$0,077^b \pm 0,005$	$0,0027^a \pm 0,0004$	$0,030^a \pm 0,004$
Est_B	$0,032^b \pm 0,004$	$0,071^{ab} \pm 0,005$	$0,0022^a \pm 0,0005$	$0,025^b \pm 0,004$
Hum_A	$0,032^b \pm 0,005$	$0,073^{ab} \pm 0,01$	$0,0027^a \pm 0,0003$	$0,027^c \pm 0,005$
Hum_B	$0,033^b \pm 0,003$	$0,063^a \pm 0,005$	$0,0026^a \pm 0,0004$	$0,032^b \pm 0,002$

* Letras diferentes en una misma columna indica que existen diferencias significativas entre los resultados, según la prueba de Tukey a un nivel de confianza del 95%.

** Valores expresados en $mg \cdot g^{-1}$ de vegetal seco.

Tabla C3. Contenido promedio de azufre, fósforo y cloro en muestras de tejido vegetal de la parte aérea de plantas de *Aloe vera*.

Muestra	Nutriente*		
	PO ₄ ²⁻ (mg·g ⁻¹)*	SO ₄ ²⁻ (mg·g ⁻¹)*	Cl ⁻ (mg·g ⁻¹)
Est_A	21,22 ± 1,48 <i>a</i>	21,33 ± 0,61 <i>a</i>	6,72 ± 0,26 <i>a</i>
Est_B	18,54 ± 0,63 <i>b</i>	22,69 ± 1,03 <i>a</i>	8,67 ± 0,20 <i>b</i>
Hum_A	12,24 ± 0,35 <i>c</i>	15,98 ± 0,67 <i>b</i>	7,29 ± 0,27 <i>c</i>
Hum_B	11,37 ± 0,46 <i>c</i>	16,59 ± 0,41 <i>b</i>	9,05 ± 0,15 <i>b</i>

* Letras diferentes en una misma columna indica que existen diferencias significativas entre los resultados, según la prueba de Tukey a un nivel de confianza del 95%.

APENDICE D

Tabla D1. Contenido promedio de macronutrientes (K^+ , Ca^{2+} , Mg^{2+} , Na^+) en muestras de tejido vegetal de la parte radical de plantas de *Aloe vera*.

Muestra	Macronutrientes*			
	K^{+**}	Ca^{2+**}	Mg^{2+**}	Na^{+**}
Est_A	8,15 ± 1,34 c	30,87 ± 2,04 a	6,20 ± 1,01 a	25,97 ± 0,87 a
Est_B	14,27 ± 0,77 a	25,41 ± 0,80 b	11,39 ± 1,90 b	33,27 ± 2,26 b
Hum_A	24,01 ± 5,91 ab	16,45 ± 1,23 c	6,21 ± 0,33 a	19,14 ± 1,67 c
Hum_B	27,22 ± 1,73 b	26,39 ± 3,06 b	10,68 ± 1,64 b	28,59 ± 2,10 a

* Letras diferentes en una misma columna indica que existen diferencias significativas entre los resultados, según la prueba de Tukey a un nivel de confianza del 95%.

** Valores expresados en $mg \cdot g^{-1}$ de vegetal seco.

APENDICE E

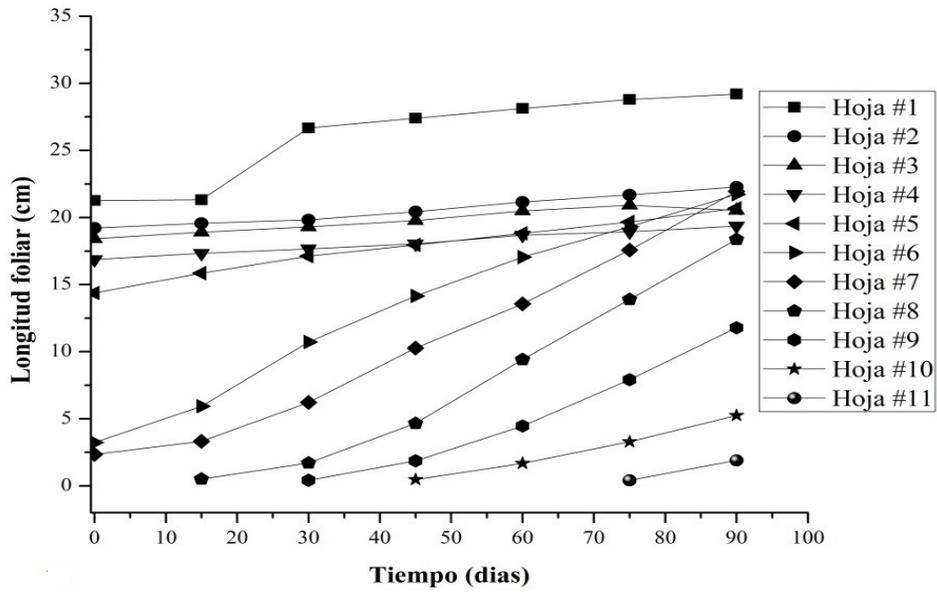


Figura E1. Longitud foliar de plantas de *Aloe vera* cultivadas en suelos de la Est_A.

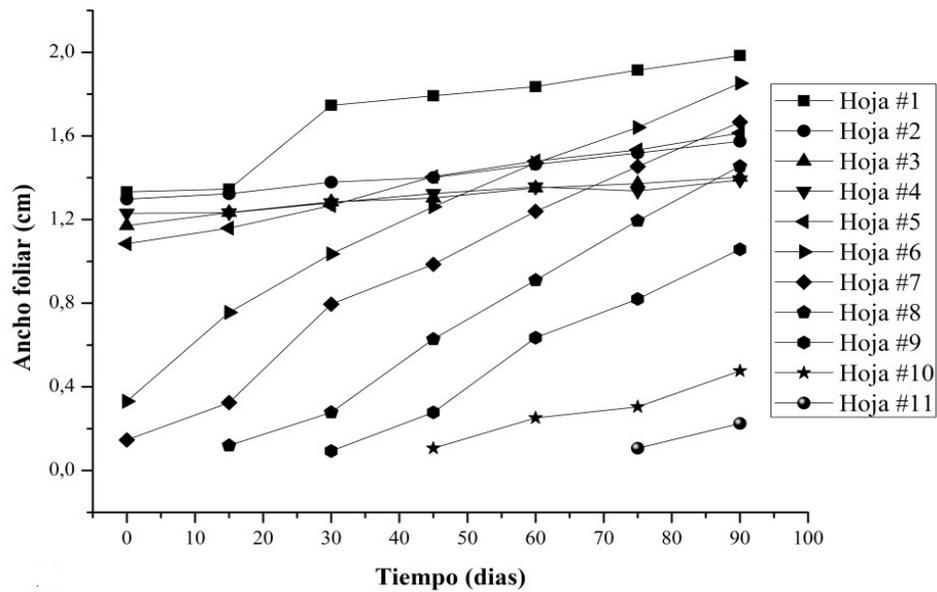


Figura E2. Ancho foliar de plantas de *Aloe vera* cultivadas en suelos de la Est_A.

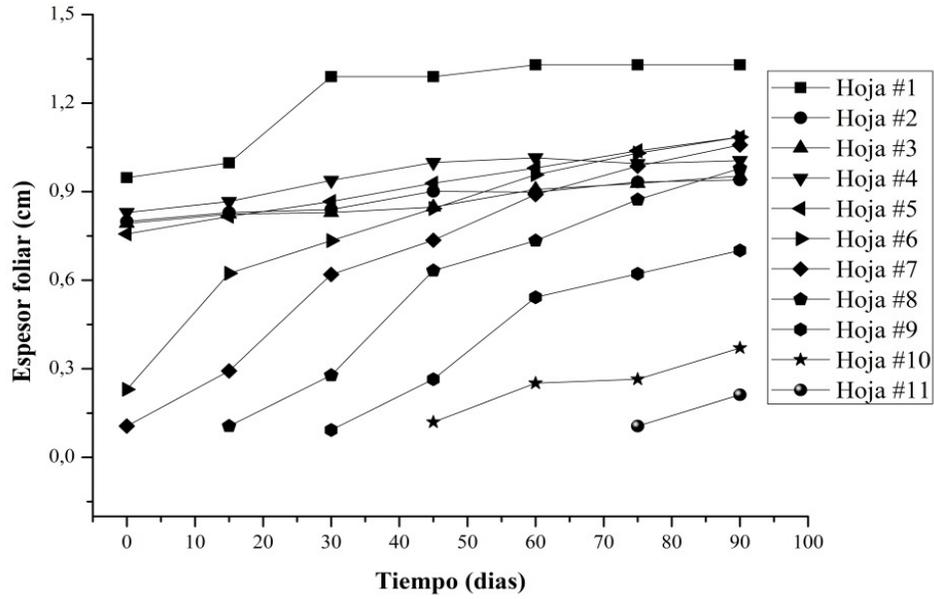


Figura E3. Espesor foliar de plantas de *Aloe vera* cultivadas en suelos de la Est_A.

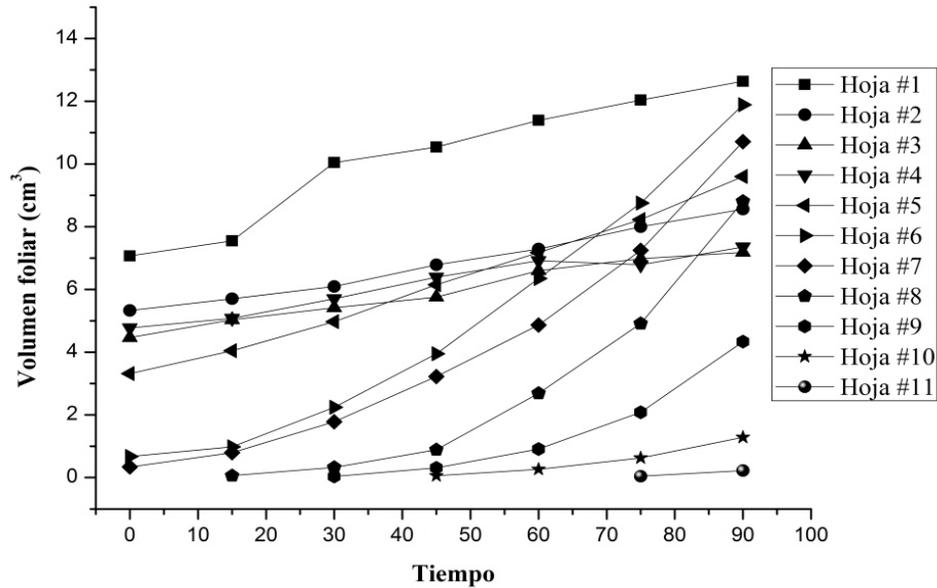


Figura E4. Volumen foliar de plantas de *Aloe vera* cultivadas en suelos de la Est_A.

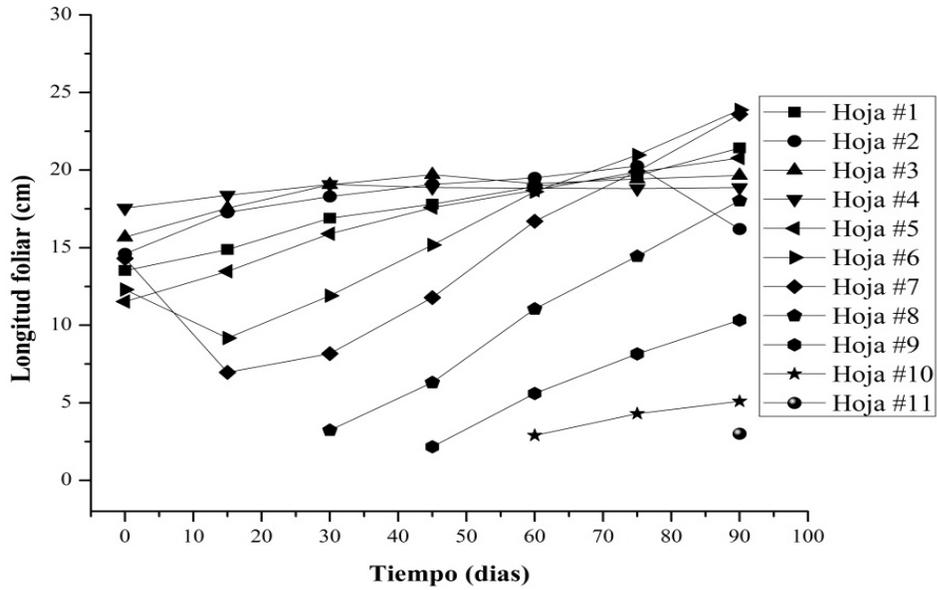


Figura E5. Longitud foliar de plantas de *Aloe vera* cultivadas en suelos de la Est_B.

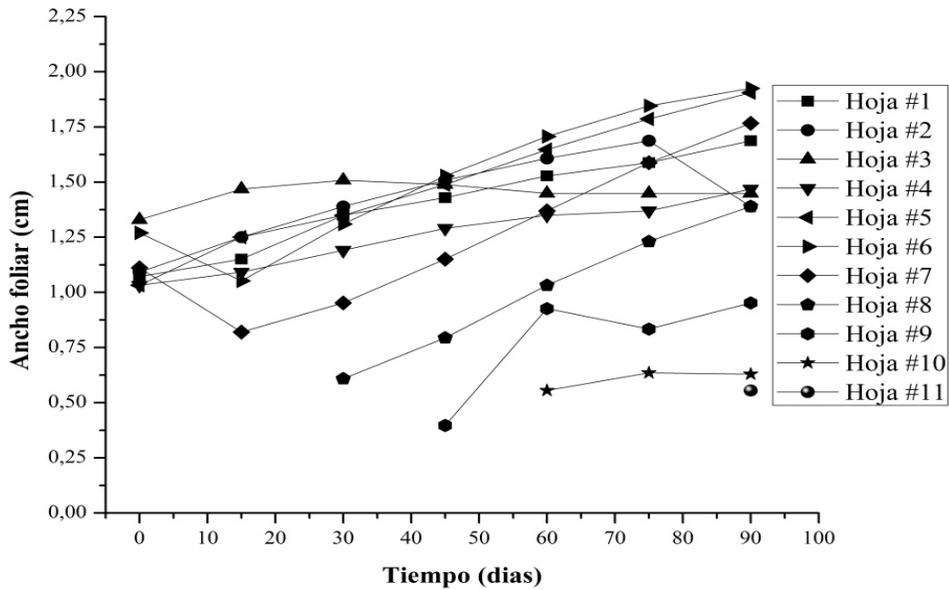


Figura E6. Ancho foliar de plantas de *Aloe vera* cultivadas en suelos de la Est_B.

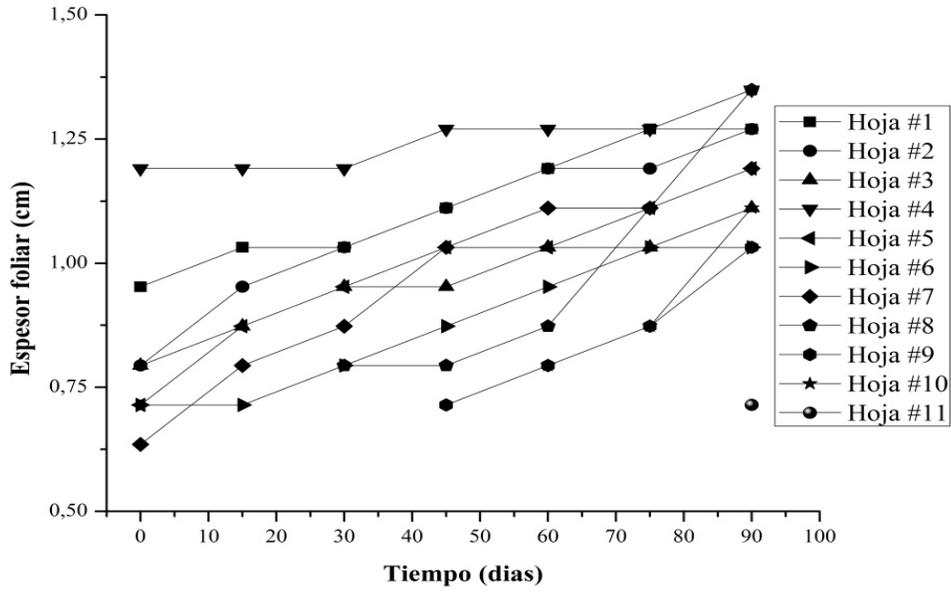


Figura E7. Espesor foliar de plantas de *Aloe vera* cultivadas en suelos de la Est_B.

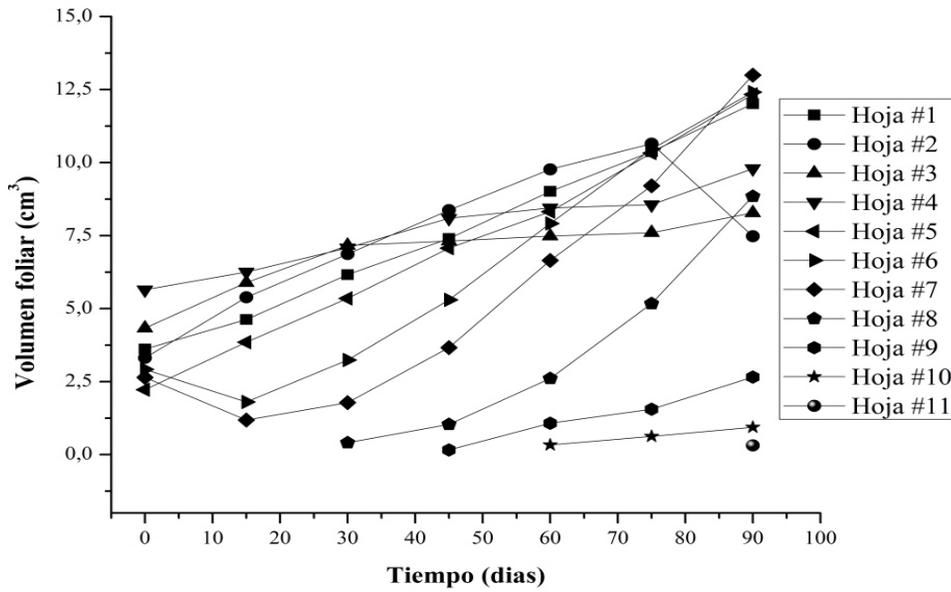


Figura E8. Volumen foliar de plantas de *Aloe vera* cultivadas en suelos de la Est_B.

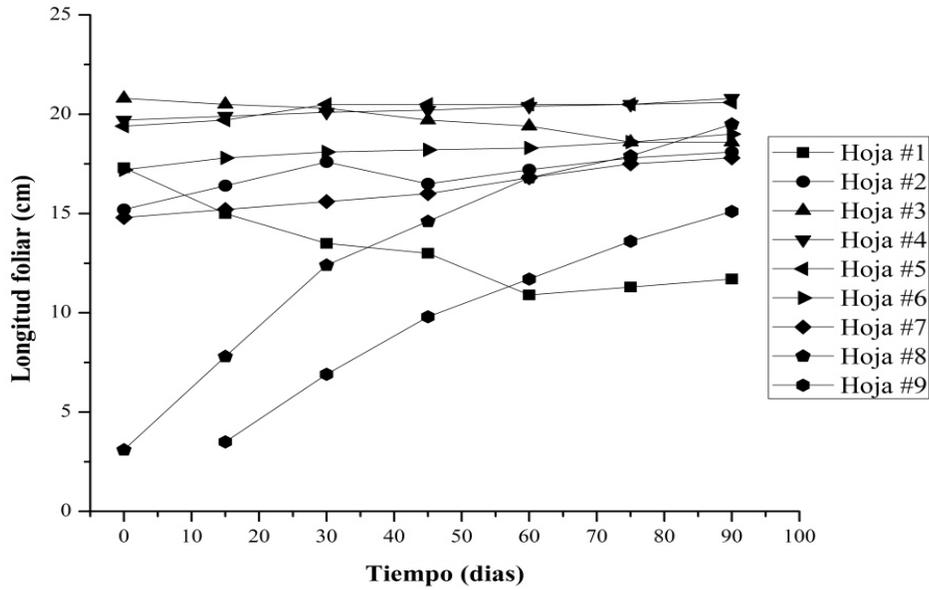


Figura E9. Longitud foliar de plantas de *Aloe vera* cultivadas en suelos de la Est_A con aplicación de humus.

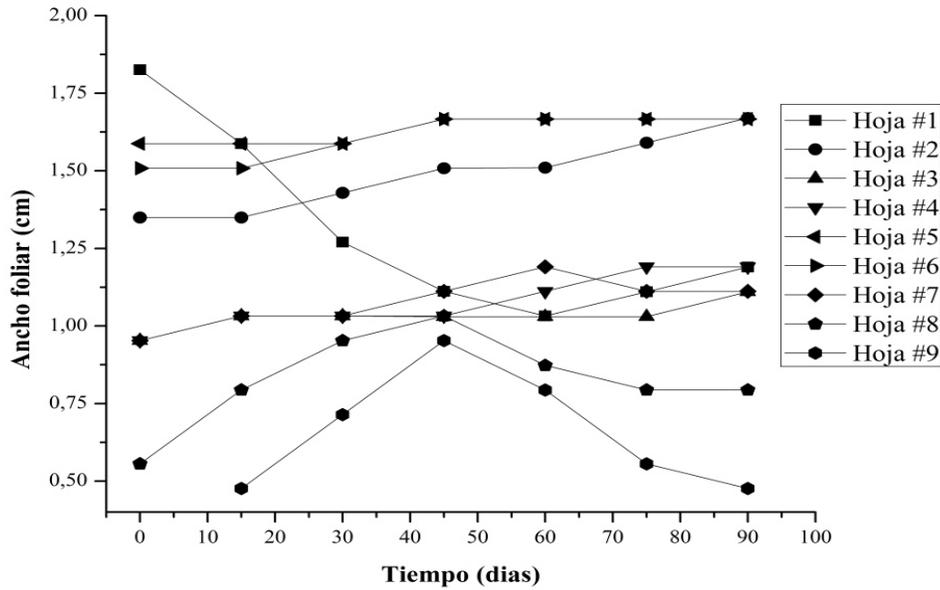


Figura E10. Ancho foliar de plantas de *Aloe vera* cultivadas en suelos de la Est_A con aplicación de humus.

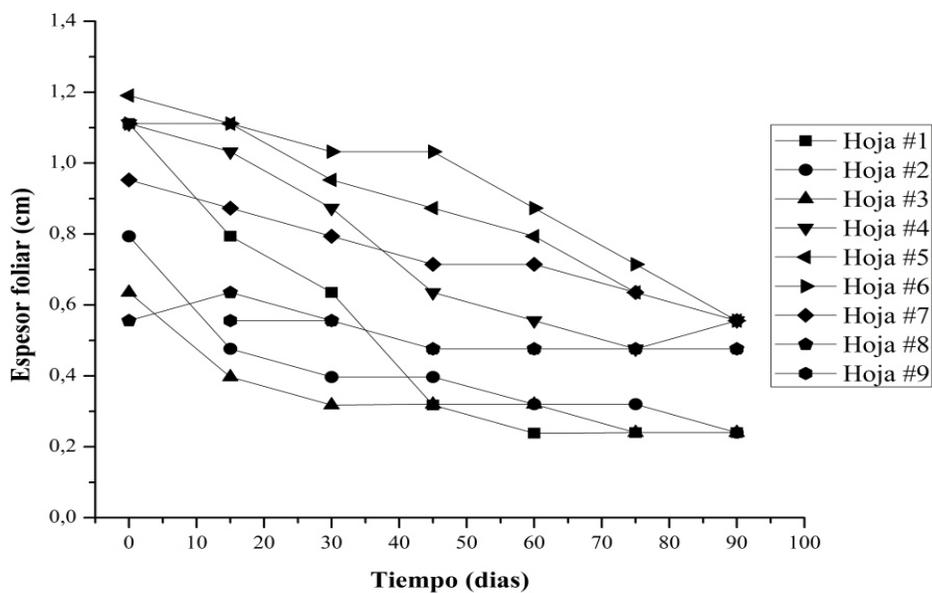


Figura E11. Espesor foliar de plantas de *Aloe vera* cultivadas en suelos de la Est_A con aplicación de humus.

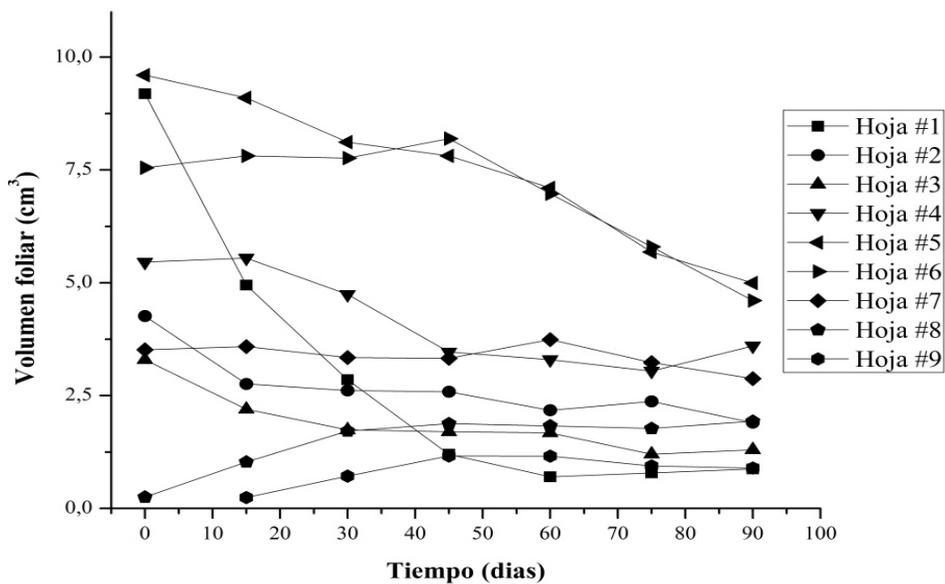


Figura E12. Volumen foliar de plantas de *Aloe vera* cultivadas en suelos de la Est_A con aplicación de humus.

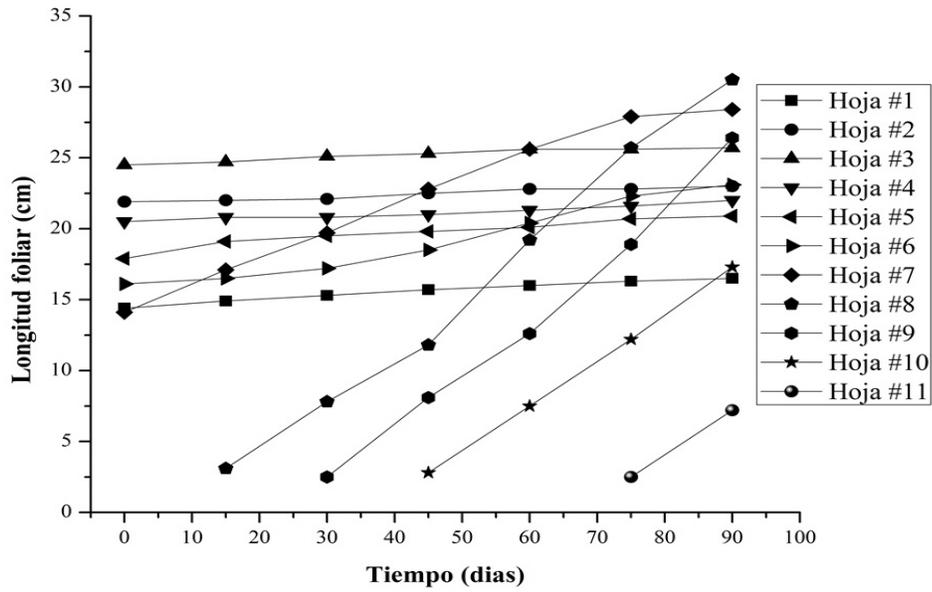


Figura E13. Longitud foliar de plantas de *Aloe vera* cultivadas en suelos de la Est_B con aplicación de humus.

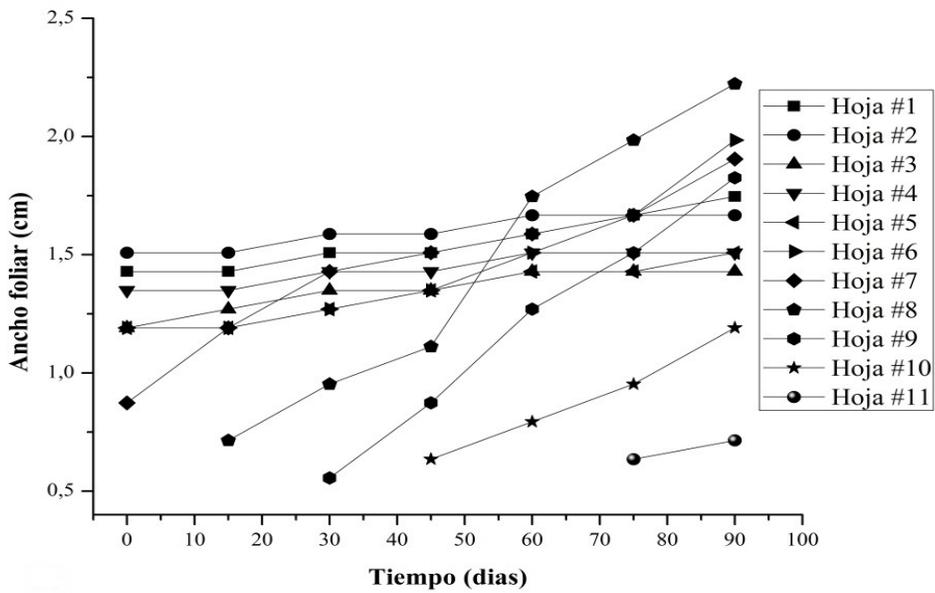


Figura E14. Ancho foliar de plantas de *Aloe vera* cultivadas en suelos de la Est_B con aplicación de humus.

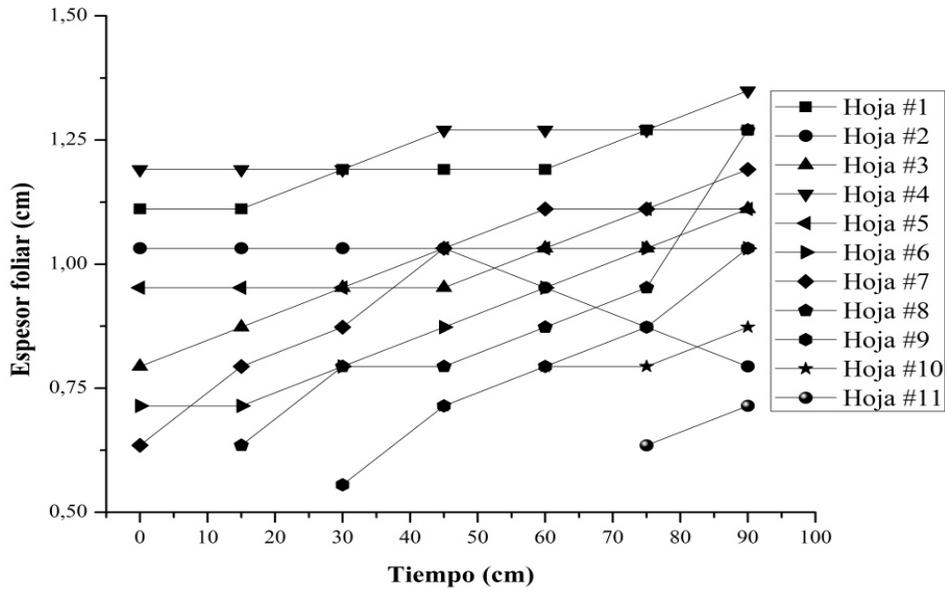


Figura E15. Espesor foliar de plantas de *Aloe vera* cultivadas en suelos de la Est_B con aplicación de humus.

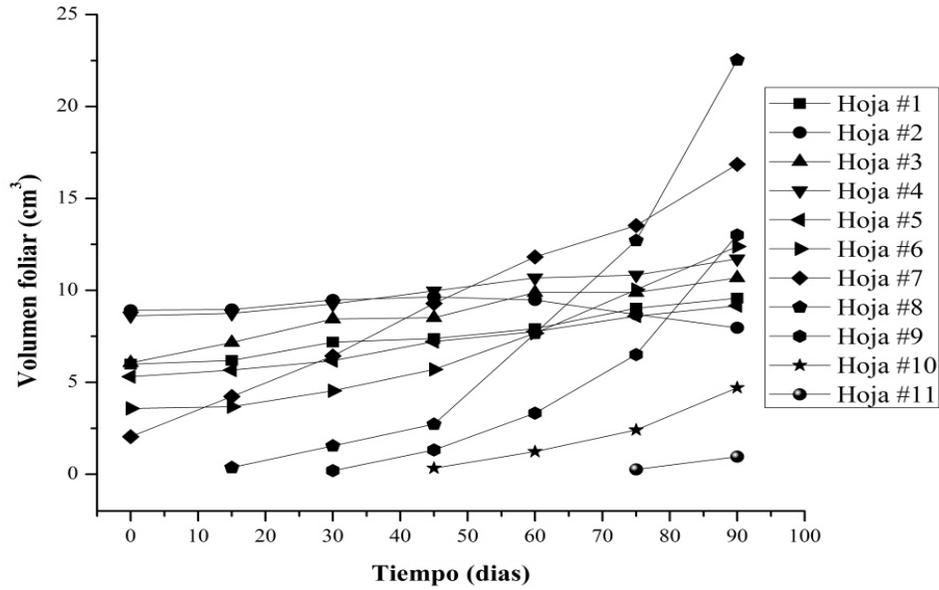


Figura E16. Volumen foliar de plantas de *Aloe vera* cultivadas en suelos de la Est_B con aplicación de humus.

HOJA DE METADATOS

Hoja de Metadatos para Tesis y Trabajos de Ascenso – 1/5

Título	CARACTERÍSTICAS FÍSICOQUÍMICAS DE DOS SUELOS DE MANICUARE (PENÍNSULA DE ARAYA) Y EFECTO DEL ABONADO CON HUMUS SOBRE EL DESARROLLO VEGETATIVO Y COMPOSICIÓN QUÍMICA DE <i>Aloe vera</i> (L.) Burm. f.
Subtítulo	

Autor(es)

Apellidos y Nombres	Código CVLAC / e-mail	
Hernández Rodríguez, Frederys José	CVLAC	16 997 489
	e-mail	frederys1712@gmail.com
	e-mail	frederys1712@yahoo.es

Palabras o frases claves:

Características fisicoquímicas, humus, aloe vera, desarrollo vegetativo, composición química

Hoja de Metadatos para Tesis y Trabajos de Ascenso – 2/5

Líneas y sublíneas de investigación:

Área	Subárea
Ciencias	Química

Resumen (abstract):

En este trabajo se determinaron las características fisicoquímicas de dos muestras de suelos provenientes de la península de Araya, con la finalidad de estudiar sus efectos sobre el desarrollo vegetativo y composición química de plantas de *Aloe vera* (L.) Burm. f. También se evaluó el efecto de la aplicación de humus en las características fisicoquímicas de los suelos y su potencial impacto en el desarrollo y composición química de las plantas de *Aloe vera*. Se determinaron la textura, el pH, la conductividad eléctrica y la humedad. Para la determinación del contenido de macronutrientes y micronutrientes se empleó la espectrometría de emisión óptica con plasma inductivamente acoplado (ICP-OES). Los análisis físicos evidenciaron elevados pH en los suelos Est_A, pero esto no afectó el desarrollo vegetativo de las plantas de *Aloe vera*. Ambos suelos resultaron ser deficientes en el contenido de potasio, observándose una mayor absorción de sodio, fósforo y azufre por parte de las plantas expuestas a esta condición, pero no se observaron efectos negativos sobre el desarrollo vegetativo. La aplicación de humus incrementó los niveles de potasio en el suelo, aumentó la absorción de este elemento por parte de la planta y disminuyó el contenido de sodio, azufre y fósforo en la misma, a pesar de una mayor disponibilidad de estos dos últimos elementos en el suelo. Sin embargo, la adición del humus a las muestras de suelos de la Est_A produjo un efecto negativo sobre el desarrollo vegetativo de las plantas; es posible que el incremento del pH (9,54), por esta adición, no sea tolerado por las plantas de *Aloe vera* (L.) Burm. f.

Hoja de Metadatos para Tesis y Trabajos de Ascenso – 3/5

Contribuidores:

Apellidos y Nombres	ROL / Código CVLAC / e-mail	
Dra. Luisa Rojas de Astudillo	ROL	CA <input type="checkbox"/> AS <input checked="" type="checkbox"/> TU <input checked="" type="checkbox"/> JU <input type="checkbox"/>
	CVLAC	
	e-mail	_lrojas40@yahoo.com
	e-mail	lrojas@sucre.udo.edu.ve
MSc. José Aquilino Véliz	ROL	CA <input checked="" type="checkbox"/> AS <input checked="" type="checkbox"/> TU <input type="checkbox"/> JU <input type="checkbox"/>
	CVLAC	
	e-mail	
	e-mail	
MSc. Yarima Alfonzo	ROL	CA <input type="checkbox"/> AS <input type="checkbox"/> TU <input type="checkbox"/> JU <input checked="" type="checkbox"/>
	CVLAC	
	e-mail	yarimaalfonzo@yahoo.es
	e-mail	
Dr. José Imery Buiza	ROL	CA <input type="checkbox"/> AS <input type="checkbox"/> TU <input type="checkbox"/> JU <input checked="" type="checkbox"/>
	CVLAC	
	e-mail	jimeryb@cantv.net
	e-mail	

Fecha de discusión y aprobación:

Año	Mes	Día
2011	01	13

Lenguaje: SPA

Hoja de Metadatos para Tesis y Trabajos de Ascenso – 4/5

Archivo(s):

Nombre de archivo	Tipo MIME
TESIS.FrederysHernandezdoc	Application/word

Alcance:

Espacial : **Universal** **(Opcional)**

Temporal: **Intemporal** **(Opcional)**

Título o Grado asociado con el trabajo:

Licenciatura en Química

Nivel Asociado con el Trabajo:

Licenciado

Área de Estudio:

Química

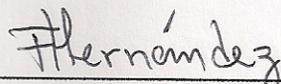
Institución(es) que garantiza(n) el Título o grado:

Universidad de Oriente, Núcleo de Sucre.

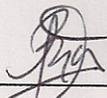
Hoja de Metadatos para Tesis y Trabajos de Ascenso – 5/5

Derechos:

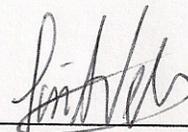
Los autores garantizamos en forma permanente a la Universidad de Oriente el derecho de archivar y difundir, por cualquier medio, el contenido de este trabajo especial de grado. Esta difusión será con fines estrictamente científicos y educativos. Los autores nos reservamos los derechos de propiedad intelectual así como todos los derechos que pudieran derivarse de patentes industriales o comerciales.



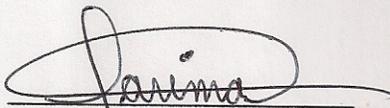
Frederys José Hernández Rodríguez



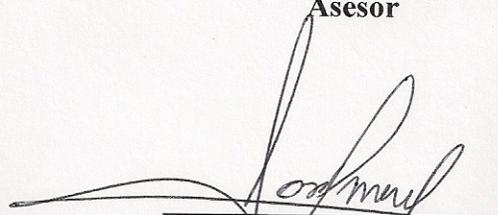
Prof(a). Luisa Rojas
Asesora



Prof. José Véliz
Asesor



Prof(a). Yarima Alfonzo
Jurado Principal



Prof. José Imery
Jurado Principal

