



**COLEGIO DE POSTGRADUADOS**  
INSTITUCIÓN DE ENSEÑANZA E INVESTIGACIÓN EN CIENCIAS AGRÍCOLAS

**CAMPUS MONTECILLO**  
**POSTGRADO DE EDAFOLOGÍA**

**DISTRIBUCIÓN ESPACIAL DE NUTRIMENTOS EN LA  
SOLUCIÓN DEL SUELO PARA LA PRODUCCIÓN INTENSIVA  
DE FRESA**

**LORENZO ANTONIO MENDIETA MUÑOZ**

**T E S I S**

**PRESENTADA COMO REQUISITO PARCIAL  
PARA OBTENER EL GRADO DE:**

**MAESTRO EN CIENCIAS**

**MONTECILLO, TEXCOCO, EDO. DE MÉXICO**

**2011**

La presente tesis titulada: “DISTRIBUCIÓN ESPACIAL DE NUTRIMENTOS EN LA SOLUCIÓN DEL SUELO PARA LA PRODUCCIÓN INTESIVA DE FRESA.”, realizada por el alumno: Lorenzo Antonio Mendieta Muñoz bajo la dirección del Consejo Particular indicado, ha sido aprobada por el mismo y aceptada como requisito parcial para obtener el grado de:

**MAESTRA EN CIENCIAS**

**EDAFOLOGÍA**

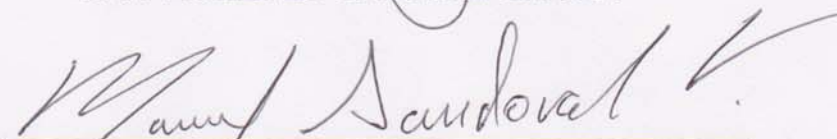
**CONSEJO PARTICULAR**

CONSEJERO:



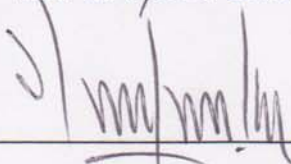
DR. PROMETEO SÁNCHEZ GARCÍA

ASESOR:



DR. MANUEL SANDOVAL VILLA

ASESORO:



DR. VÍCTOR H. VOLKE HALLER

ASESORO:



DR. GUILLERMO CALDERÓN ZAVALA

Montecillo, Texcoco, Edo. de México, Abril de 2011

# **DISTRIBUCIÓN ESPACIAL DE NUTRIMENTOS EN LA SOLUCIÓN DEL SUELO PARA LA PRODUCCIÓN INTENSIVA DE FRESA**

Lorenzo Antonio Mendieta Muñoz, M.C

Colegio de Postgraduados, 2011

## **RESUMEN**

Con el objeto de conocer el movimiento espacio-temporal de los nutrientes en el bulbo húmedo de un suelo vertisol se estableció un experimento en una parcela comercial para la producción de fresa en Zamora, Michoacán, con extractores de solución (ESS) comúnmente denominados “chupatubos”, éstos se instalaron en macro-túneles con fresas, en tres profundidades (10, 20 y 30 cm), se consideraron tres repeticiones por cada profundidad y fueron distribuidos completamente al azar en 2 hectáreas. El estudio se realizó durante 18 semanas. Los análisis químicos de la solución del suelo se realizaron por espectrofotometría AES-ICP en un equipo Varian, Liberty II y se determinó P, K, Ca, Mg, Fe, Mn, Zn, Cu Na y B.

Se observaron diferencias estadísticas significativas para  $\text{H}_2\text{PO}_4^-$ ,  $\text{K}^+$ ,  $\text{Ca}^{+2}$  y  $\text{Mg}^{+2}$  en las diferentes profundidades de muestreo durante el ciclo del cultivo de fresa.

El análisis de tejido foliar en fresa mostró que el fósforo, boro y calcio, hierro, manganeso y zinc se demandan mayormente en la etapa de floración y el nitrógeno, potasio y cobre, en la etapa de producción.

**Palabras clave:** *Fragaria vesca L*, solución del suelo, extractores de solución, tensiómetro.

# SPATIAL DISTRIBUTION OF NUTRIENTS IN SOIL SOLUTION FOR INTENSIVE STRAWBERRY PRODUCTION

Lorenzo Antonio Mendieta Muñoz, M.C

Colegio de Postgraduados, 2011

## ABSTRACT

Whit the purpose to study the nutrient movement in space and time in a vertisol soil was established an experiment in a commercial plot for strawberry production in Zamora, Michoacan State whit solution extractors (ESS) denominated commonly "chupatubos", these were inserted in soil under macro-tunnels whit strawberry, in three deeps (10, 20 and 30 cm) with three replications for each deep and it was distributed completely at random in 4 acres. The experiment was conducted during 18 weeks. The chemical analysis of P, K, Ca, Mg, Fe, Mn, Zn, Cu Na and B in .soil solution was determined by spectrophotometry (AES-ICP).

Significant statistical differences for  $\text{H}_2\text{PO}_4^-$ ,  $\text{K}^+$ ,  $\text{Ca}^{+2}$  y  $\text{Mg}^{+2}$  on different sampled deeps during the strawberry cycle were observed.

Phosphorus, boron, calcium, iron, manganese and zinc are further demanded at flower formation stage, and nitrogen, potassium and copper at production stage.

**Index words:** *Fragaria vesca L*, soil solution, solution extractors, tensiometer.

## AGRADECIMIENTOS

Expreso mi agradecimiento al **Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACyT)**, por la beca otorgada para la realización de mis estudios de postgrado.

Al **Colegio de Postgraduados (CP)**, en especial al área de **Edafología (Nutrición Vegetal)**, por todas las enseñanzas y experiencias adquiridas dentro de estos 2 años de estudios.

### **A los miembros de mi consejo particular:**

**Dr. Prometeo Sánchez García**, que gracias a su labor constante en la dirección de este trabajo se realizó satisfactoriamente, el hecho de haber confiado en mi desde un principio, su paciencia, su crítica y su enorme calidad científica han hecho posible este sueño.

**Dr. Manuel Sandoval Villa**, por su valiosa colaboración y disponibilidad durante el desarrollo de la investigación y sus importantes y exactas aportaciones para enriquecer el trabajo.

**Dr. Volke Haller Víctor Hugo**, por su amabilidad y experiencia dentro del campo de la investigación estadística, el cual fue una extraordinaria aportación para la realización de este trabajo.

**Dr. Guillermo Calderón Zavala**, por su dedicación a mi trabajo realizado, a sus consejos y comentarios para poder lograr la culminación de mi tesis, que gracias a eso realice el mejor trabajo de mi experiencia profesional.

## DEDICATORIA

A **Dios** por permitirme realizar mis metas, darme la sabiduría y paciencia necesaria para lograr cada objetivo de mi vida que me he planteado, y así poder crecer más tanto en lo profesional y persona.

Con todo cariño, respeto y admiración a mi santa madre, **Felipa Muñoz Zempoalteca**, la mamá perfecta que Dios me pudo dar... Es la persona que más amo y quiero sobre todas las cosas ya que es mi fuente de inspiración y mi motivo para seguir adelante.

A mis hermanos:

**Cefe**, que eres para mí un ejemplo de que se pueden conseguir las cosas si se lucha arduamente para conseguirlas, a tus consejos sabios y oportunos en el momento idóneo. **A mis sobrinas**, que son la fuente de mi alegría... que con una sonrisa suya iluminan mi alma... **A ti Álvaro...** que aparte de ser mi cuñado eres un gran amigo, que me escucha y me entiende, ahora me doy cuenta que mi hermana hizo la mejor elección.

**Neri**, a ti que con tu nobleza puedes ganarte el cariño y amistad sin conocerte, si bien todos sabemos que eres el niño de la familia porque a pesar de ser el más grande de los hombres siempre llevas ese niño contigo.

**Memo**, si bien eres el más pequeño de todos, pero el mas grande como ser humano, ya que con tu entrega y dedicación das muestras de no ser el más pequeño.

**A ti Yaneth...** por que llegaste a mi vida en el momento indicado, sin pensarlo entraste en ella y sé que será para siempre, por que eres y serás mi eterna compañera.

Todos ustedes saben que algo que no me caracteriza es el de decir palabras tiernas ya que siempre muestro seriedad ante ustedes, pero eso no deja sentir lo

que siento por ustedes... Los quiero mucho y gracias por todo ese gran apoyo que me han dado.

**A mis amigos:**

**Ibar Santamaría Tlatilpa...** a ti, que fuiste el principal impulsor para lograr superarme en lo personal y profesional, tu dedicación y responsabilidad es una fuente de admiración para todos, gracias por ese gran apoyo que me has brindado, tus consejos y aportaciones. No sé como poder agradecerte todo ese gran apoyo, solamente mil gracias por todo AMIGO.

**Polo...** tú que eres una persona con una sencillez admirable, tu confianza y amistad incondicional ha estado presente. Gracias por todo...

**A ustedes amigos (as)...** Nadia, Ángeles, Lorena, Laura, Lupita, Jorge, Manuel, Ernesto, Elías, Rufis, Telmita, Erika, Cesar... Gracias por todo su apoyo...

**A ustedes amigos de Zamora Michoacán...** Toño, Melchor, Lalo, Leo, Homero, Remo... ya que sin su apoyo no habría logrado este objetivo de mi vida. Gracias

# CONTENIDO

	<b>Página.</b>
<b>I. INTRODUCCIÓN.....</b>	<b>2</b>
<b>II. REVISIÓN DE LITERATURA.....</b>	<b>3</b>
2.1 Cultivo de fresa .....	3
2.1.1 Origen .....	3
2.1.2 Clasificación taxonómica .....	3
2.2 Descripción botánica .....	4
2.2.1 Raíces .....	4
2.2.2 Tallo .....	4
2.2.3 Hojas .....	4
2.2.4 Inflorescencias .....	4
2.2.5 Fruto .....	5
2.2.6 Fases fenológicas .....	5
2.3 Necesidades climáticas de la fresa .....	6
2.3.1 Fotoperiodo .....	6
2.3.2 Temperatura .....	6
2.3.3 Humedad Relativa .....	7
2.4 Agua de riego .....	7
2.5 Suelo .....	7
2.6 Requerimientos nutrimentales .....	8
2.7 Producción mundial de fresa .....	8
2.8 Análisis Químico .....	9
2.8.1 pH .....	9
2.8.2 El pH en el suelo .....	9
2.8.3 Relación del pH con la absorción de nutrientes y la solubilidad de los diferentes elementos .....	10
2.9 Análisis de Suelo .....	12
2.10 Análisis de solución del suelo .....	15



2.10.1 Movimiento de los elementos en la solución del suelo .....	16
2.11 Análisis de savia .....	16
2.12 Análisis rápido de savia en campo .....	17
2.13 Análisis de Hoja .....	18
2.14 Extracción de la solución del suelo (Chupatubos) .....	20
2.15 Tensiómetro .....	22
2.16 Partes del tensiómetro .....	23
2.17 Tubo de plástico .....	23
2.18 Punta de cerámica porosa .....	23
2.19 Tanque de reserva .....	24
2.20 Indicador de succión .....	24
<b>III. OBJETIVOS E HIPÓTESIS .....</b>	<b>27</b>
3.1 Objetivo General .....	27
3.1.1 Específicos .....	27
3.2 Hipótesis General .....	27
3.2.1 Específicas .....	27
<b>IV. MATERIALES Y MÉTODOS .....</b>	<b>28</b>
4.1 Ubicación del experimento .....	28
4.1.1 Distribución de los ESS en el perfil del suelo .....	29
4.2 Descripción del sitio .....	29
4.3 Diseño de tratamientos .....	30
4.4 Diseño experimental .....	30
4.5 Unidad experimental .....	30
4.6 Genotipo y solución nutriente .....	31
4.7 Variables a evaluar .....	31
4.8 Extractor de solución del suelo (Chupatubos) .....	32
4.9 Activación de los ESS (Chupatubos) .....	32
4.10 Instalación del ESS .....	33
4.11 Extracción de la muestra .....	34

4.12 Preparación y calibración del tensiómetro .....	36
4.13 Selección de la colocación y lugar de instalación del tensiómetro .....	38
4.14 Donde instalar los tensiómetros de acuerdo al sistema de riego.....	40
4.14.1 Riego por surcos .....	40
4.14.2 Riego aéreo .....	40
4.14.3 Riego por goteo .....	41
4.15 Instalación del tensiómetro .....	41
4.15.1 Uso del tensiómetro en sistema de riego automático .....	43
4.15.2 Mantenimiento o servicio del tensiómetro .....	44
4.15.3 Método de succión para probar el funcionamiento de los tensiómetros .....	45
4.16 La bomba de vacío manual .....	45
4.17 Almacenaje .....	46
4.18 Limitaciones .....	46
4.18.1 Identificación de fallas .....	47
4.19 Lectura del tensiómetro cuando se toma la muestra .....	48
4.20 Digestión para determinación de N en tejido vegetal (Kjeldahl) .....	50
4.21 Digestión para la determinación de P, K, Ca, Mg, Fe, Cu, Mn, Zn y B en tejidos vegetales .....	51
4.22 Preparación de la pasta de saturación .....	52
4.23 Análisis nematológico .....	53
<b>V. RESULTADOS Y DISCUCIONES .....</b>	<b>54</b>
5.1 Distribución espacial de macronutrientos .....	54
5.1.1 Fósforo .....	54
5.1.2 Potasio .....	56
5.1.3 Calcio .....	58
5.1.4 Magnesio .....	60
5.2 Distribución espacial de micronutrientos .....	61
5.2.1 Hierro .....	61
5.2.2 Manganeso .....	64

5.2.3 Cobre .....	66
5.2.4 Zinc .....	68
5.2.5 Boro .....	70
5.2.6 Sodio .....	72
5.3 Contenido nutrimental en follaje de fresa (variedad camarillo).....	74
5.4 Rendimiento .....	80
<b>VI. CONCLUSIONES .....</b>	<b>81</b>
<b>VII. BIBLIOGRAFIA .....</b>	<b>82</b>

## ÍNDICE DE FIGURAS

	<b>Página.</b>
Figura 1. Absorción de nutrientes en función al pH del suelo.....	12
Figura 2. Componentes principales del tensiómetro .....	24
Figura 3. Indicador de vacío en centibares .....	26
Figura 4. Distribución de los ESS .....	29
Figura 5. Activación de los ESS (Chupatubos) .....	33
Figura 6. Instalación de los ESS .....	34
Figura 7. Extracción de la solución del suelo .....	35
Figura 8. Selección del sitio para la instalación .....	40
Figura 9. Riego por goteo .....	41
Figura 10. Instalación del tensiómetro y de los ESS .....	43
Figura 11. Bomba de vacío manual .....	46
Figura 12. Interpretación del indicador de vacío en centibares .....	49
Figura 13. Distribución espacial del fósforo .....	55
Figura 14. Distribución espacial del potasio .....	57
Figura 15. Distribución espacial del calcio .....	59
Figura 16. Distribución espacial del magnesio .....	61
Figura 17. Distribución espacial del hierro .....	63
Figura 18. Distribución espacial del manganeso.....	65
Figura 19. Distribución espacial del cobre .....	67
Figura 20. Distribución espacial del zinc .....	69
Figura 21. Distribución espacial del boro .....	71
Figura 22. Distribución espacial del sodio .....	73
Figura 23. Contenido de nitrógeno y fósforo en follaje de fresa .....	74
Figura 24. Contenido de potasio y calcio en follaje de fresa .....	75
Figura 25. Contenido de magnesio en follaje de fresa .....	76
Figura 26. Contenido de hierro y manganeso en follaje de fresa .....	77
Figura 27. Contenido de zinc y cobre en follaje de fresa.....	78
Figura 28. Contenido de boro y sodio en follaje de fresa .....	80

## ÍNDICE DE CUADROS

	<b>Pagina.</b>
Cuadro 1. Cantidad de nutrimentos (ppm) para preparar 10,000 litros de solución madre .....	31
Cuadro 2. Rendimiento de frutos de fresa en Zamora, Mich.....	81

## I. INTRODUCCIÓN

Los primeros intentos de utilizar el análisis de suelos se hicieron en el año 50 a. C. por Columella en la antigua Roma al hacer pruebas de sabor y medir la acidez y salinidad de suelos (Tisdale *et al.*, 1985). En un principio se pensó que el análisis total de elementos podría ser útil para diagnosticar la fertilidad del suelo (Viets, 1980). Sin embargo, este criterio fue desechado debido a que el contenido del elemento total no correlacionaba con su disponibilidad. Anderson (1960) describe tres periodos en el desarrollo del análisis de suelo en la época moderna durante un siglo, el primer periodo se destacaron grandes científicos quienes sentaron las bases del análisis moderno de los suelos, estos investigadores evaluaron y desarrollaron procedimientos para evaluar la fertilidad del suelo. Daubney (1845) sugirió el término *activo* para describir a los nutrimentos más solubles y *dormante* para describir a los nutrimentos menos solubles. Durante el segundo periodo los químicos de suelos enfatizaron mucho la relación entre la composición química del suelo y la producción del cultivo, en este lapso se generó una abundante base de datos que sirvió para caracterizar químicamente los suelos de varias regiones y también sirvió como fundamento para mejorar los métodos analíticos y para interpretar resultados de los análisis de los suelos. El tercer periodo disparó la tecnología del análisis de suelos, debido a que colateralmente se desarrollaron nuevas variedades de cultivos que resultaron más rendidoras. En este mismo periodo las tendencias modernas continuaron en búsqueda de soluciones extractoras universales, destacando la solución extractora modificada de Morgan (McIntosh, 1969). Uno de los motivos para buscar soluciones extractoras universales fue la aparición de los aparatos espectrofotómetros de masa y emisión ICP que son capaces de analizar miles de muestras en un solo día, en una sola solución extractora, esto hace que el análisis sea más rápido y más económico, sin embargo no siempre funciona bien como herramienta de diagnóstico para todos los elementos, por tal motivo debemos de buscar un balance entre rapidez, bajo costo y efectividad del análisis como herramienta de diagnóstico de la fertilidad del suelo.

## II. REVISIÓN DE LITERATURA

### 2.1 Cultivo de Fresa

#### 2.1.1 Origen

Los orígenes de la fresa, datan desde 1714 en Chile, donde una de las especies que dieron origen a la fresa cultivada (*Fragaria chiloensis* L. Duch.), era cultivada por los nativos. Después de ser llevada a Francia en 1750, esta especie y la especie norteamericana *Fragaria virginiana* e híbridadas, es como nace la progenitora de la moderna fresa, y es dada a conocer por P. Miller en 1759 y A. N. Duchesne en 1766 como *Fragaria x ananassa* Duch, evolucionando hasta convertirse en la fresa mayormente cultivada en todo el mundo, lo que estimulo a varios fitomejoradores de Inglaterra, Francia y Norteamérica a inter cruzar las especies para dar origen a un sinnúmero de variedades.

#### 2.1.2 Clasificación taxonómica

Reino: Plantae

División: Magnoliophyta

Clase: Magnoliopsida

Orden: Rosales

Familia: Rosaceae

Subfamilia: Maloideae

Género: *Fragaria*

Especie: *ananassa*

Nombre científico: *Fragaria x ananassa* Duch.

Nombre común: Fresa

## **2.2 Descripción botánica**

### **2.2.1 Raíces**

La fresa posee un sistema radicular fasciculado, constituido por un gran número de raíces y raicillas; la mayor parte de las raíces se encuentran localizadas superficialmente y están constituidas por un cambium vascular y suberoso; las raicillas carecen de cambium vascular, son de color claro y tienen un periodo de vida corto ya que sufren un proceso de renovación fisiológico (Galleta, 1990; Maroto y López, 1988).

### **2.2.2 Tallo**

El tallo está constituido por un eje corto de forma cónica llamado corona, en el que se observan numerosas escamas foliares; de la corona salen yemas axilares, las cuales son ramificaciones laterales conocidas como estolones que se caracterizan por poseer entrenudos distanciados entre sí, en los que aparecen rosetas de hojas y raicillas adventicias (Galleta, 1990).

### **2.2.3 Hojas**

Las hojas aparecen sobre la corona en forma de roseta, son largamente pecioladas, trifoliadas, de bordes aserrados y provistas de dos estípulas rojizas (Maroto y López, 1988).

### **2.2.4 Inflorescencias**

Las inflorescencias se desarrollan a partir de yemas terminales de la corona o de yemas axilares de las hojas. La ramificación de la inflorescencia está formada por una flor primaria, dos flores secundarias, cuatro terciarias y ocho cuaternarias. Una flor típica consta de diez sépalos, cinco pétalos, de veinte a treinta estambres y el número de pistilos va de 60 a 600. El mayor número de pistilos se encuentra en la flor primaria, decreciendo sucesivamente en número de primarias a cuaternarias (Hancock, 1999).



### **2.2.5 Fruto**

El fruto está compuesto de numerosos ovarios, cada uno con un óvulo, el cual al ser fecundado da lugar a un aquenio; los aquenios están distribuidos sobre la superficie de un receptáculo carnosos, estimulan el crecimiento y la coloración de éste dando lugar al fruto de la fresa (Hancock, 1999; Maroto y López, 1988).

### **2.2.6 Fases fenológicas**

En condiciones de cultivo normales, la fresa no dura más de tres a cuatro años, debido a las exigencias de la producción, su longevidad se reduce inclusive a un año (Bianchi, 1999). Maroto y López (1988) agrupan las fases fenológicas de la siguiente manera:

*Fase de reposo vegetativo;* en esta etapa hay poco crecimiento foliar y se observan hojas rojizas y secas.

*Fase de iniciación de la actividad vegetativa;* se manifiesta por la aparición de brotes y por la formación incipiente de hojas.

*Fase de botones verdes;* crecen entre las hojas en estado rudimentario.

*Fase de botones blancos;* se observan sin que los pétalos hayan desplegado.

*Fase de iniciación de la floración;* cuando se cuentan entre tres y cinco flores abiertas por planta.

*Fase de plena floración;* cuando un 50 % de las flores están abiertas.

*Fase de fin de la floración;* cuando se observa la caída de los pétalos y se inicia el cuajado de los frutos.

*Fase de fructificación;* cuando los frutos verdes se observan claramente.

## **2.3 Necesidades climáticas de la fresa**

La fresa es altamente sensible a factores ambientales tales como la temperatura, fotoperiodo, estación del año, humedad del suelo, salinidad, nutrición mineral, etc.; diferencias en estos factores pueden variar el comportamiento de la planta, y así mismo cada variedad responde diferente a dichos factores por su composición genética (Larson, 2000).

### **2.3.1 Fotoperíodo**

La inducción floral es controlada por el fotoperíodo ya que las hojas son el receptor primario de la señal fotoperiódica y son el origen de señales de estimulación o inhibición que son transmitidas al meristemo apical, donde ocurre la respuesta de la floración (McDaniel, 1994).

De acuerdo al fotoperíodo, la fresa puede clasificarse en: de día corto, de día largo, y de día neutro. Las variedades de día corto solo florecen cuando hay menos de 12 a 13 horas de luz en el día, las de día largo cuando las horas de luz exceden las 12 horas, mientras que las variedades de día Neutro florecen sin importar el número de horas expuestas a la luz. Con días largos y temperaturas moderadas (de 20° a 25 ° C de día y menos de 15° C de noche) las variedades de día corto pueden seguir floreciendo, por lo que la temperatura juega un papel importante en la floración (Larson, 2000).

El fotoperíodo y el termoperíodo determinan la inducción floral y por lo tanto la producción. Las variedades de día neutro pueden ser inducidas a floración al someterse a un periodo de frío a temperaturas entre 1° a 5° C (Bianchi, 1999; Maroto, 1985; Morgan, 2002).

En el cultivo de fresa como en otras especies perennes el crecimiento vegetativo es antagónico al crecimiento reproductivo (Battey *et al.*, 1998), de manera general se conoce que el crecimiento vegetativo es favorecido por días largos y altas temperaturas y el crecimiento reproductivo por días cortos y bajas temperaturas en variedades de día corto, mientras que en variedades de día neutro, el fotoperíodo no limita ni induce la floración (Guttridge, 1985).

### **2.3.2 Temperatura**

La temperatura y el fotoperíodo son factores ambientales que influyen la floración e interactúan en la regulación de los diferentes procesos fenológicos de la planta (Taylor, 2002). La parte vegetativa de la fresa es altamente resistente a heladas, llegando a soportar temperaturas de hasta -20°C, aunque los órganos florales quedan destruidos

con valores a 0° C. Teniéndose como rango de temperatura óptima para el cultivo de la fresa de 16° a 28° C (Maroto y López, 1988). Las temperaturas mayores a más de 28°C pueden estresar las plantas y reducir la floración, o causar flacidez y baja calidad de los frutos.

### **2.3.3 Humedad Relativa**

La temperatura y la humedad relativa afectan la viabilidad y la germinación de los granos de polen (Hancock, 1999). Hubo una gran reducción en el porcentaje de germinación del polen en los cultivares de fresa Marmolada, Tamella, Pegaus y Florence cuando estuvieron expuestas a 30° C y una humedad relativa de 75-85 % (Leech *et al.*, 2002).

### **2.4 Agua de riego**

La fresa es un cultivo muy exigente en cuanto a la calidad del agua de riego, ya que no resiste altas concentraciones de sales, debido a que disminuye su rendimiento con concentraciones de sales en el agua superiores a 0.8 dS m<sup>-1</sup>.

### **2.5 Suelo**

La mayor parte de los cultivares de fresa tienen como pH óptimo entre 5.5-6.5, aunque hay algunas que toleran suelos calcáreos. El suelo provee 4 necesidades importantes de las plantas: el aporte de agua, aporte de nutrientes esenciales, aporte de oxígeno y soporte para el sistema radicular de las plantas (Resh, 2001). Biachini (1999) menciona que la fresa es muy exigente en cuanto a las características físicas del suelo, ya que requiere suelos con una buena estructura y profundos debido a la escasa fuerza de penetración de sus raíces. Los mejores resultados del cultivo se obtienen en suelos silico-arcillosos con una abundante capa de humus. Es conveniente evitar los suelos compactados propicios a los estancamientos de agua y con una oxigenación escasa, donde la actividad de enraizamiento es limitada y se favorece la pudrición de las raíces; de igual manera debe evitarse establecer fresa en el mismo terreno durante dos años seguidos, para evitar problemas fitosanitarios, al menos que el suelo se esterilice.

## **2.6 Requerimientos nutrimentales**

De acuerdo con Hancock (1999) la fresa tiene una alta demanda de N y de K debido a que son los mayores componentes de la fruta. Dosis óptimas de N, P y K son esenciales para el desarrollo del cultivo, excesivos niveles de N pueden inducir a frutos blandos, retrasar la maduración, disminuir el rendimiento e incrementar la proliferación de enfermedades provocadas por hongos.

La planta absorbe el fósforo en forma de fosfatos inorgánicos, principalmente como aniones ( $\text{H}_2\text{PO}_4^-$  y  $\text{HPO}_4^{2-}$ ); no obstante la planta puede también, a través de sus enzimas desprender los grupos fosfatos de los compuestos orgánicos y posteriormente absorberlos. Este elemento a diferencia del N y el S, no es reducido en la planta al ser asimilado por ella, si no que es incorporado a los compuestos orgánicos en su mismo estado de oxidación (Alcántar y Trejo, 2008).

El potasio es requerido para muchos procesos fisiológicos en la planta, dentro de los cuales destacan la activación de enzimas, el transporte de azúcares, funciones estomacales, síntesis de proteínas y fotosíntesis (Maas, 1998). Albrechts *et al.* (1991) realizó estudios para determinar la relación óptima de potasio, indica que el potasio incrementa la producción floral y el rendimiento en fruta. El calcio es importante para la firmeza de los frutos; la deficiencia de boro puede provocar una reducción en la producción de polen viable, así como evitar la expansión del receptáculo; deficiencias de zinc provocan frutos pequeños y se reduce el rendimiento; deficiencias de hierro reducen vigor de las hojas (Hancock, 1999).

## **2.7 Producción mundial de fresa**

La producción mundial anual de fresa se ubica alrededor de los 3.1 millones de toneladas, en 214, 118 has., con una producción promedio mundial de 14.54 toneladas por hectárea, siendo los principales productores; Estados Unidos de Norteamérica, Polonia, Japón, Italia, España, Francia, México, la ex Unión Soviética, Corea, Alemania, Yugoslavia, Rumania y recientemente la República de China, entre otros países que aportan menor porcentaje a la producción anual mundial.

## **2.8 Análisis Químico**

### **2.8.1 pH**

El pH de una solución acuosa es la actividad del ion hidrógeno, su valor puede determinarse con el potenciómetro usando diversos electrodos. El pH del suelo está influenciado por la composición de los cationes intercambiables, la naturaleza de los materiales de intercambio catiónico, composición y concentración de las sales solubles y la presencia o ausencia de yeso y carbonatos de metales alcalinos.

Fireman y Wadleigh (1951) establecen los siguientes conceptos con relación al pH de pastas de suelos saturados.

1. pH de 8.5 o mayores, indican casi siempre un porcentaje de sodio intercambiable de 15 o mayor y la presencia de carbonatos de metales alcalinos.
2. En suelos cuyo pH es menor de 8.5, el porcentaje de sodio intercambiable puede o no ser mayor de 15.

Suelos cuyos pH es menor de 7.5 casi nunca contienen carbonatos de metales alcalino-térreos y si el pH es menor de 7.0, el suelo seguramente contendrá cantidades considerables de hidrogeno intercambiable.

### **2.8.2 El pH en el suelo**

El valor de pH de los suelos puede variar ampliamente; valores normales son 5-7 para zonas húmedas y 7-8.5 para zonas áridas. Niveles extremos en el pH de un suelo deben ser corregidos.

Las distintas especies de cultivo muestran distinta adaptabilidad para su desarrollo en función del pH del terreno, existen especies más acidófilas que otras y cada una presenta un rango de pH del suelo ideal para su crecimiento. Hay valores óptimos de pH para los cultivos más ampliamente difundidos, conviene tener en cuenta que estos valores son meramente aclaratorios, y que la mayoría de las especies presentan una notable adaptabilidad a un amplio rango de pH, siendo este factor mucho más crítico

respecto a la influencia que ejerce sobre la dinámica de los nutrientes que han de ser absorbidos por las plantas.

En cualquier caso, el crecimiento y el funcionamiento radicular pueden ser directamente afectados a pH 5 e inferiores, dependiendo de la especie considerada. Los efectos dañinos pueden ser compensados mediante el aporte de calcio adicional a pH 4-5, pero no a pH 3. Entre pH 5 y 8, el crecimiento suele ser satisfactorio, pero a pH 9, pueden darse efectos directos del OH<sup>-</sup> o HCO<sub>3</sub><sup>-</sup>, sobre la absorción de fósforo, hierro, molibdeno y otros. Aunque el ajuste del pH resulta especialmente crítico en los cultivos hidropónicos, también es interesante controlar el pH del suelo de cultivo en el entorno donde se desarrollan las raíces, con el fin de asegurarnos una correcta nutrición vegetal.

### **2.8.3 Relación del pH con la absorción de nutrientes y la solubilidad de los diferentes elementos.**

El pH ejerce una gran influencia en la asimilación de elementos nutritivos, ya que facilita o dificulta su disolución y crea, a veces, antagonismos iónicos. El comportamiento de los distintos elementos nutritivos con relación al pH es el siguiente:

- *Nitrógeno*: Las sales amónicas y nítricas son solubles en todo el intervalo de pH que puede presentar el suelo. La nitrificación tiene lugar con gran intensidad en intervalos comprendidos entre 6.5 y 8.
- *Fosforo*: Con pH igual a 6 disminuye el fosforo disponible, debido a que el hierro y el aluminio se encuentran muy solubilizados y provocan la formación de fosfatos insolubles. En el intervalo comprendido entre 6 y 7.5 ocurre la mejor utilización del fósforo. Con pH superior a 7.5 disminuye la disponibilidad de este elemento, debido a que el calcio provoca la formación de compuestos insolubles.
- *Potasio*: La solubilidad del potasio es alta en todo el intervalo de pH que pueda presentar en el suelo. Cuando existe mucho calcio (pH superior a 8) se crea un

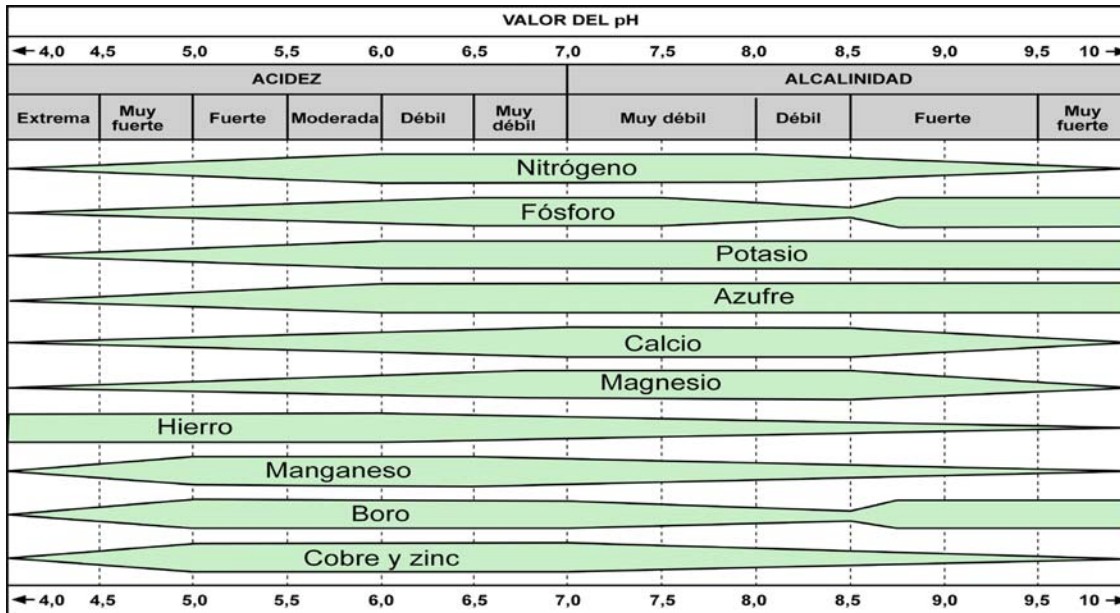
antagonismo iónico entre el calcio y el potasio, en donde el exceso de calcio impide la absorción del potasio.

- *Calcio y magnesio:* Estos elementos son muy asimilables con valores altos de pH. Cuando este excede de 8.5 es casi segura la presencia de sodio que sustituye al calcio y al magnesio en el complejo de cambio, precipitándose ambos como carbonatos insolubles.
- *Azufre:* la solubilidad del azufre es bastante elevada en toda la banda de pH que pueda presentar el suelo. Los suelos ácidos son pobres en azufre, debido a las pérdidas por lixiviación.
- *Hierro, cobre y zinc:* Estos elementos son muy solubles con pH inferior a 5.5. A medida que aumenta el pH del suelo disminuye su solubilidad, de tal forma que en suelo alcalino es muy escasa su absorción por las plantas.
- *Boro:* La solubilidad es máxima en el intervalo de pH comprendido entre 5 y 7. A partir de pH=8 su solubilidad es insignificante.
- *Molibdeno:* Presenta una gran solubilidad en valores altos del pH y muy poca con valores bajos.

Considerando en conjunto el comportamiento de todos los elementos nutritivos se puede decir que el intervalo de pH comprendido entre 6 y 7 es el más adecuado para la absorción de nutrientes.

Con respecto a los microorganismos del suelo, las bacterias y los actinomicetos proliferan mejor con valores de pH intermedios y altos, reduciéndose notablemente su actividad con pH inferior a 5.5. Las bacterias que oxidan el azufre actúan en una banda muy amplia de pH, y lo mismo ocurre con los hongos.

**Figura 1. Absorción de nutrientes en función del pH del suelo.** La anchura de las franjas indica el mayor o menor grado en que cada elemento es asimilable en función del pH del suelo.



## 2.9 Análisis de Suelo

Los análisis de suelo se emplean para estimar la disponibilidad nutrimental de un elemento particular. Los análisis de suelo son índices de disponibilidad y no las verdaderas cantidades disponibles de un elemento (Westerman, 1990). Para la adecuada interpretación de este análisis, es preciso contar con calibraciones, que se obtienen a través de la ejecución de costosos y complejos experimentos de campo (los cuales han sido escasamente realizados en México) o el uso de otro tipo de información también previamente establecida. La interpretación de los análisis químicos de suelos requiere de un necesario conocimiento de la teoría que los soportan, base del éxito de la misma. Una variante de los análisis químicos de suelo es la medición de las concentraciones nutrimentales en la solución de éste, que está recibiendo una atención preferente en sistemas de producción con fertirrigación. Este diagnóstico se realiza en varios niveles: el campo, el invernadero y el laboratorio.



Los análisis químicos de suelos que se emplean para el diagnóstico del estado nutrimental de los suelos son de dos tipos:

Los primeros miden una característica que se asocia con la fertilidad de los suelos (pH, CE, materia orgánica, capacidad de intercambio de cationes, porcentaje de saturación de bases, porcentaje de carbonato de calcio, relación de adsorción de sodio, porcentaje de sodio intercambiable, acidez y aluminio intercambiable). La interpretación de estos análisis es directa, esto es, se cuentan con tablas que tienen una validez casi universal.

Los segundos miden lo que puede llamarse un índice de la disponibilidad de un nutrimento en el suelo. Estos índices de disponibilidad pueden ser la fracción soluble, intercambiable, extraíble, fijada o mineralizable.

Ejemplos de determinaciones de fracciones son: el N-nítrico, que es esencialmente una fracción soluble, el P soluble o extractable, la concentración de K, Ca, Mg, Na solubles, intercambiables o extractables, la concentración de Fe, Mn, Zn, Cu y Mo extractable, y el B soluble en agua.

Cabe aclarar que ninguna de las cantidades medidas por estos métodos es la que realmente la planta puede utilizar, sino que éstas son cantidades que se relacionan de una manera definida con la parte disponible en el suelo, que es a la que la planta puede tener acceso. Para la interpretación de estos resultados es preciso contar con calibraciones que, en estricto rigor, deberían ser hechas para cada cultivo y tipo de suelo. La calibración se realiza estableciendo experimentos en el campo de respuesta a la aplicación de fertilizantes, en la zona y con cultivos de interés, lo cual es oneroso y requiere de tiempo. Como una forma aproximada de resolver la falta de datos de calibraciones, puede recurrirse al empleo de valores que se han generado en otras zonas y aún para otros cultivos (extrapolación), pero la precisión que se alcanza con este procedimiento es mucho más baja que la que se obtiene con el procedimiento anterior. Las extrapolaciones deben hacerse considerando el tipo de cultivo para el cual se generó la información, las características de los suelos experimentales, las

condiciones climáticas de la zona, además, de los rendimientos del cultivo para los cuales se generó la información.

Una excepción a la regla anterior está constituida por la fracción soluble, la cual da una idea directa de la concentración de un elemento en la solución del suelo, es decir, del factor intensidad del nutrimento. La fracción soluble es altamente dinámica y no da idea de la capacidad de abastecimiento potencial o factor de capacidad que exhiben los suelos. El que dicha fracción dé una idea de la capacidad actual de suministro de nutrientes, ha hecho este procedimiento popular en sistemas donde la nutrición puede ser fácilmente controlada, como es el caso de la fertirrigación y producción en invernaderos, así como en otras circunstancias en que se trabaja en medios de alta concentración nutrimental donde no es importante contabilizar la capacidad de abastecimiento nutrimental que pudiese hacer el suelo al cultivo.

El análisis de los elementos solubles en el suelo se puede realizar directamente en la solución del suelo, en el extracto obtenido a partir de la pasta de saturación ó extracto de saturación o en una solución acuosa equilibrada con el suelo en diversas relaciones suelo/solución.

La solución del suelo puede ser extraída directamente, *in situ*, mediante tubos provistos de cápsulas porosas en un extremo, los cuales son enterrados a la profundidad deseada (10, 20, 30 cm), generalmente la zona de máximo crecimiento y/o abastecimiento de agua y nutrimentos. En el caso de la fertirrigación la cápsula porosa es colocada en la zona del suelo humedecida por el gotero o microaspersor. La solución que penetra al interior del bulbo poroso, que es hueco, se extrae por succión. En esta solución se pueden analizar las concentraciones nutrimentales en el suelo y, a partir de estos valores, establecer relaciones entre ellos.

En años recientes se han introducido nuevos conceptos para interpretar los índices de disponibilidad, como es considerar un parámetro de eficiencia del cultivo para adquirir los nutrimentos del suelo, el cual permite transformar el índice de disponibilidad medido,

en el verdadero aporte que puede hacer el suelo al cultivo, es decir, la cantidad de un elemento que la planta puede absorber por cada unidad del índice químico en el suelo (Rodríguez, 1993).

Una de las ventajas del análisis químico de suelos es que el diagnóstico con esta técnica se puede hacer generalmente con antelación al establecimiento del cultivo. Sin embargo, la interpretación de su resultado precisa, como ya se indicó, de calibraciones o de la aplicación de conceptos modernos en cuanto al significado de los índices. Las calibraciones son costosas, requieren generalmente de varios años de trabajo, e idealmente deben hacerse para cada cultivo con características absorbivas distintas (cereales, tubérculos, praderas, etc.). En México, las calibraciones son escasas, pero se ha hecho trabajo de selección de métodos al menos para fósforo (Etchevers *et al.*, 1986). Una desventaja del análisis químico de suelos es la necesidad de contar con una red eficiente de laboratorios químicos confiables, de la cual no siempre se dispone, vías de comunicación.

### **2.10 Análisis de solución del suelo**

Los análisis de solución del suelo nos ayudan a conocer la interacción entre la disolución de nutrimentos aplicada y el suelo o sustrato, verificando pH, C.E. y elementos minerales de interés en general. La proporción o equilibrio químico adecuado en la solución del suelo puede influir en el crecimiento y desarrollo de los cultivos.

La solución del suelo es el intermediario nutritivo entre el complejo absorbente del suelo y la planta, la composición de la solución del suelo es variable según el tipo de suelo, la riqueza en elementos nutritivos (fertilización), la estación, y el grado de humedad del suelo. El contenido de elementos minerales en la solución del suelo es de particular interés, puesto que la planta absorbe dichos elementos de ahí, dependiendo esto en gran parte de su concentración.

### **2.10.1 Movimiento de los elementos en la solución del suelo**

Este movimiento, que es de singular importancia para la alimentación de la planta, puede realizarse de dos formas diferentes:

1. Por difusión.
2. Con el flujo del agua en el suelo arrastrados por esta.

En general, el primer tipo es el más frecuente de los iones que tienen alguna forma de retención por el complejo coloidal.

*Difusión.* Los iones se mantienen en continuo movimiento al azar, debido a la energía termodinámica. Cuando una solución está en equilibrio, todas las zonas mantienen igual concentración, debido a que existe el mismo número aproximado de iones en cualquier dirección. Sin embargo, cuando existen zonas de una solución del suelo con distinta concentración de un determinado ion, se produce un movimiento neto desde la zona de mayor concentración a la menor concentración como consecuencia del mayor número de iones que se mueven en una dirección que en otra. El movimiento por difusión es el predominante de los iones adsorbidos.

*Circulación de agua.* Aquellos iones que son pocos afectados por la adsorción, se mueven preferentemente siguiendo el flujo de agua en el suelo (nitratos, cloruro y en mayor parte de los suelos, también sulfatos). Estos iones lógicamente tienden a descender con el agua de drenaje por gravedad y a ascender por efecto de la evapotranspiración. En suelos con poca retención de agua, se pueden producir pérdidas importantes de estos iones por lavado.

### **2.11 Análisis de Savia**

Los análisis de savia nos permiten conocer el ritmo de nutrición como índice de la respuesta de la planta a los nutrientes contenidos en el suelo o sustrato saturado con la disolución fertilizante. La evaluación rápida de la respuesta de la planta permite efectuar correcciones y optimizar la nutrición durante el ciclo de cultivo.

Por otra parte, se deben considerar los análisis de savia para cultivos leñosos, dado que los índices de reserva representados por el nitrógeno de aminoácidos y proteínas y la concentración de azúcares en la savia correspondiente al jugo extraído de tejidos conductores, pueden servir como indicadores del estado nutrimental del cultivo (Cadaña, 1998). Pero no puede ser considerado como sustitutivo de los análisis de suelo para determinar las recomendaciones de fertilización. Esto se debe a que el análisis de savia refleja muy bien el nutriente actual absorbido por la planta, pero no la asimilabilidad del nutriente del suelo.

El análisis de savia consiste en extraer este líquido de toda la planta o algún órgano de referencia y determinar en él los elementos minerales y sustancias orgánicas de interés para la nutrición de la planta (Hernando y Cadaña, 1973). El análisis de savia permite conocer la situación nutrimental de una planta en un momento dado de su desarrollo. Esta es una diferencia con el análisis foliar o de planta entera, en el cual se reflejaría la situación nutrimental pasada del cultivo.

Existen dos variantes principales de esta técnica:

La que permite hacer análisis rápido en el campo y otra que precisa de equipos complejos y facilidades de laboratorio, aunque el progreso tecnológico ha tendido a borrar esas diferencias y hoy se puede hacer un gran número de análisis en condiciones de campo.

### **2.12 Análisis rápido de savia en campo**

El objetivo principal del análisis rápido de savia en el campo es determinar una deficiencia nutrimental cuyos síntomas visuales no son aún aparentes, pero lo suficientemente intensos para provocar una disminución del crecimiento o rendimiento. Se ha empleado también para controlar prácticas de fertilización y la calidad industrial de ciertos cultivos, además de ser una herramienta útil en la diferencia entre desorden nutrimental y problema patológico.

El análisis rápido de savia se basa en reacciones colorimétricas que se producen cuando un elemento presente en la savia o un compuesto químico que contiene el elemento de interés reacciona con un reactivo específico. El color desarrollado se compara con un patrón de colores preparado y calibrado. La aceptación de esta técnica fue relativamente lenta, debido principalmente a la falta de comprensión de sus alcances cuantitativos, la falta de precisión provocada por las limitaciones visuales de detectar cambios de color y, por último, por la escasez de estudios que permitiesen relacionar los niveles nutrimentales así determinados con los rendimientos y la fertilidad del suelo.

Syltie *et al.* (1972) presentaron algunos resultados que indican que la técnica del análisis rápido de savia podía emplearse con éxito en ciertos casos y que en otros se requería de mayor estudio. La correcta interpretación del análisis de planta no depende exclusivamente del análisis químico de su savia sino de muchos factores que influyen en su desarrollo. Entre los aspectos ligados a la nutrición podemos señalar: absorción y transformación, fenómenos de dilución y concentración, desequilibrios, interacciones, propiedades químicas y físicas del suelo y condiciones ecológicas.

El objetivo fundamental de un diagnóstico es identificar el factor responsable del problema y su causa. Debemos recordar que una vez subsanado este problema, otro factor diferente es posible que se transforme en limitación.

### **2.13 Análisis de Hoja**

El análisis foliar se emplea para evaluar el estado nutrimental de las plantas e indirectamente la disponibilidad de nutrimentos por el suelo. Se puede medir la concentración total de un elemento en la planta o una fracción de ésta. El análisis de plantas se emplea principalmente para diagnosticar deficiencias nutrimentales y como base para formular recomendaciones de fertilización.

El órgano que se usa con mayor frecuencia con el propósito de diagnosticar el estado nutrimental de los cultivos es la hoja, de ahí que también se le llame análisis foliar.

Otros órganos pueden prestar igual utilidad, como por ejemplo: los tejidos meristemáticos nodales, los frutos, etc. El análisis foliar requiere de definiciones precisas en cuanto a la edad de la hoja a observar, orientación, altura, posición, cultivar y, en ciertos casos, hasta de la hora del día en que se hace el muestreo. La interpretación de los resultados requiere de una investigación previa para establecer niveles de referencia.

El fundamento del análisis foliar es la relación que existe entre la concentración de un nutrimento en un órgano específico de la planta, colectado en un momento también específico de su desarrollo y el rendimiento de ésta.

Contrariamente, es evidente que los tejidos conductores (tallos, pecíolos, brotes axilares), están en relación permanente y directa entre la “Fuente de aprovisionamiento” (sistema radical) y las “Zonas de utilización” de los elementos minerales (hojas y frutos), y constituyen un indicador mejor adaptado a hortalizas con rápida producción de biomasa (Burgueño, 1994).

Los principales criterios para la interpretación de los análisis de tejido vegetal son el nivel crítico de deficiencia y toxicidad y los rangos de concentración. Se define como nivel (valor o concentración) crítico de deficiencia de la parte especificada, la concentración de un nutriente en particular, determinada en condiciones experimentales, donde todos los factores de crecimiento se encuentran en un nivel óptimo, que se asocia con un valor predeterminado del rendimiento (o calidad) máximo. Este valor predeterminado corresponde a 90 ó 95 % del rendimiento máximo y está comprendido dentro del rango bajo o marginal. La concentración nutrimental de un cultivo siempre debería mantenerse ligeramente arriba del nivel crítico. El nivel (valor o concentración) crítico de toxicidad es el que se asocia con una reducción, por exceso nutrimental, de 5 a 20 % del rendimiento máximo.

## 2.14 Extracción de la solución del suelo (Chupatubos)

La extracción de la solución del suelo (ESS) permite caracterizar la composición iónica de la misma. Un método muy extendido consiste en tomar muestras del suelo y analizar el extracto de saturación del mismo. Este procedimiento altera la estructura del suelo y favorece los procesos fitopatológicos aunque cuenta con numerosas referencias técnicas y recomendaciones agronómicas.

La extracción mediante extractores de succión es un método no destructivo tanto para la estructura del suelo como para el sistema radicular de las plantas (Van der Ploeg y Beese, 1977), y permite la obtención de muestras en condiciones de sub-saturación.

El uso de ESS no es un método reciente. Briggs y McCall (1904) fueron los primeros en proponer su uso para succionar el agua del suelo que realmente pudieran disponer las plantas. Ha sido utilizada en investigación para los estudios de salinidad del suelo (Aragüés R., 1986). Algunos autores la han utilizado como herramienta para conocer la acidificación provocada por la deposición de  $(\text{NH}_4)_2\text{SO}_4$  en suelos forestales (Novak *et al.*, 1995; Carnol *et al.*, 1997), o la acumulación de  $\text{Al}^{3+}$  en este mismo tipo de suelos (Matzner *et al.*, 1998). Ha sido utilizada como método para conocer el contenido hídrico del suelo (Wu *et al.*, 1995; Holland *et al.*, 2000), y el drenaje del agua y lixiviación de solutos según el método de riego (Jaynes *et al.*, 1993). En 1997 se estudió su eficacia para la determinar la interacción de pesticidas en el suelo (Perringanier *et al.*, 1997) así como su concentración a distintas profundidades (Weaver *et al.*, 1990; Lanwrence *et al.*, 1995). Ha sido empleada en la horticultura almeriense (Cadahía, 1998), y en la actualidad, el uso de los ESS en horticultura tienen una gran importancia dentro del campo de la nutrición como alternativa a otros métodos de extracción de la solución nutritiva (Lao *et al.*, 1996).}

A partir de una calidad concreta de agua de riego aportamos los nutrientes necesarios para obtener una solución ideal, sin embargo, es preciso tener en cuenta posibles interacciones con el suelo, que modifican la solución nutritiva inicial. Dada la composición de la cápsula se observaron incrementos en las concentraciones de calcio,



potasio y sodio y fijación de fósforo a partir de la solución nutritiva original (Lao *et al.*, 1996).

González *et al.*, (1999) pusieron de manifiesto la influencia de la temperatura, CE y pH en las concentraciones de algunos iones obtenidos mediante los ESS. Respecto a las concentraciones obtenidas a partir del extracto de saturación, aparecían en mayor proporción los iones  $\text{Na}^+$ ,  $\text{K}^+$ ,  $\text{Ca}^{2+}$ ,  $\text{Mg}^{2+}$ ,  $\text{SO}_4^{2-}$ ,  $\text{CO}_3^{2-}$ ,  $\text{HCO}_3^-$  y en menor proporción  $\text{Cl}^-$ ,  $\text{SO}_4^{2-}$ ,  $\text{NO}_3^-$  y  $\text{NH}_4^+$ . Aunque los ESS pueden utilizarse sin restricción para  $\text{Cl}^-$  y  $\text{NO}_3^-$ , se aconseja precaución para los demás iones.

Perringanier *et al.* (1997) y Haberhauer (1997) manifestaron la falta de validez de los ESS para determinar la interacción de los pesticidas con el suelo debido a las reacciones de adsorción y retención de moléculas por las paredes del extractor debido al carácter iónico de los pesticidas.

Las características de un suelo quedan definidas por factores tales como el grado de infiltración, la permeabilidad, la densidad aparente, la distribución de tamaños de los poros (Brusseau, 1991; Maciejewski, 1993; Panday *et al.*, 1993; Gomis *et al.*, 1995; Hoag *et al.*, 1997), la agregación (Gavande, 1982; Häfele *et al.*, 1999). La velocidad de infiltración del agua en un suelo depende de los factores anteriores, grado de saturación del suelo (Hillel *et al.*, 1980), además de la temperatura del agua y del suelo (Rodríguez, 1982; Wierenga *et al.*, 1982). La temperatura del suelo cambia según la época del año, hora del día y profundidad (Hillel *et al.*, 1980; Wierenga *et al.*, 1982). Fenn *et al.* en 1985, manifestaron que un incremento de temperatura aumenta la lixiviación de los nitratos. El crecimiento radicular también aumenta con la temperatura (Gavande, 1982). Además es un factor que influye sobre la formación de la estructura del suelo, generalmente, de forma indirecta, ya que induce el movimiento del vapor de agua, afecta la velocidad de las reacciones, descomposición de la materia orgánica y meteorización de los materiales (Thompson, 1988; Navarro, 2000).

Hartch *et al.* (1997) estudiaron la correlación entre los contenidos iónicos, obtenidos en ESS y los obtenidos al analizar el extracto de saturación en suelos arcillosos. El contenido de nitratos fue de  $11.3 \text{ mgL}^{-1}$  en el extractor mientras que en extracto de saturación fue hasta diez veces inferior. Por otra parte Ranger *et al.* (2001), compararon las concentraciones y otros parámetros del suelo, obtenidos a partir de extracto de saturación del suelo y del ESS, estableciendo que ambas técnicas son válidas aunque las medidas procedentes del ESS podían sufrir alguna modificación por las extracciones de la planta.

En un estudio previo, Bajracharya y Barry (1993, 1995), propusieron un modelo para la infiltración y el transporte de solutos en el suelo. El equilibrio alcanzado por los solutos entre la solución del suelo y el extracto saturado es explicado mediante un modelo no lineal múltiple.

### **2.15 Tensiómetro**

El uso del tensiómetro es una de las prácticas tecnológicas de la agricultura moderna. La aplicación eficiente de riego requiere que se usen las cantidades óptimas de agua y que ésta esté disponible cuando la planta la necesita. Las plantas requieren que el suelo mantenga una cantidad de humedad, la cual varía de acuerdo con su especie y su estado de crecimiento o desarrollo, para no caer en la etapa de marchitez. La cantidad de agua que se aplique debe reponer totalmente la humedad requerida por el suelo para establecer lo que conocemos como capacidad de campo. Esta es la cantidad máxima de agua que se puede retener entre partículas del suelo y que está disponible para el uso por las plantas. Si se aplica una cantidad mayor de agua la misma se perderá por efecto de la fuerza de gravedad hacia niveles más profundos en el suelo o por escorrentía. El agua que se mueve fuera del alcance de las raíces lleva disuelta consigo elementos nutritivos. También la humedad puede perderse por evaporación, lo cual ocurre como consecuencia de las altas temperaturas causadas por los factores climatológicos.

La única forma eficaz de manejar el riego sin pérdida apreciable de agua y elementos nutritivos es determinando el índice de humedad del suelo. Existen varios métodos que pueden usarse como guías para determinar cuándo aplicar el agua de riego.

### **2.16 Partes del tensiómetro**

El agricultor y el técnico agrícola deben conocer las diferentes partes del tensiómetro y su funcionamiento. Este conocimiento le permitirá utilizar el instrumento adecuadamente y obtener lecturas que sean correctas.

### **2.17 Tubo de Plástico**

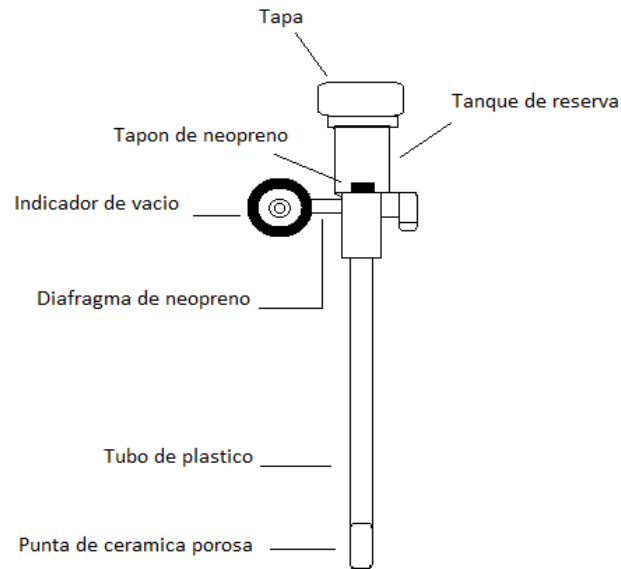
Provee rigidez al instrumento y permite el almacenamiento de agua entre el indicador y la copa porosa de la cerámica. La rigidez en la construcción de un tensiómetro es la llave para obtener lecturas exactas de niveles de humedad en el suelo. La presión dentro del tensiómetro está continuamente cambiando según pequeñas cantidades de agua se mueven hacia dentro o hacia fuera del instrumento a través de la copa de cerámica, para balancear el valor de succión en el suelo. El movimiento del agua en el suelo es lento cuando los valores de succión son altos, lo cual requiere que el tensiómetro sea construido tan rígido como sea posible para minimizar la cantidad del movimiento del agua requerida. El tubo plástico del tensiómetro se fabrica con tubería de pared resistente y tiene un diámetro de 2.2 centímetros (7/8 pulgadas). Este tubo transparente es resistente a las condiciones ambientales y a agentes químicos. El soporte moldeado directamente dentro de la pared del tubo provee resistencia máxima para la conexión del indicador de succión. La sección transparente y rígida de la pared del tubo arriba del indicador permite una observación inmediata de la presencia de aire en el tensiómetro.

### **2.18 Punta de cerámica porosa**

Permite el paso de agua del suelo al interior del instrumento o de éste hacia fuera. Es fabricada de cerámica porosa con una presión burbujeante en exceso de 1.4 bares (20

libras por pulgada cuadrada). La punta es conectada directamente al tubo sin hacer uso de cemento o pegamento alguno para hacer una unión hermética al vacío.

**Figura 2.** Componentes principales del tensiómetro.



### **2.19 Tanque de reserva**

El tanque de reserva provee espacio para el almacenaje de agua para sustituir aquella que se pierde a través de la copa porosa. Además se utiliza para darle mantenimiento periódico al tensiómetro. A través del tanque, se añade agua y se sacan las burbujas de aire. Esta parte es moldeada con el mismo material utilizado en el cuerpo del tubo, usualmente plástico transparente. El tapón de neopreno puede resistir las condiciones del tiempo indefinidamente y puede ser reemplazado fácilmente por otro si fuere necesario.

### **2.20 Indicador de succión**

Se usa para indicar la succión a vacío que ocurre dentro de la cámara del tensiómetro o tubo plástico al moverse el agua a través de la copa de cerámica porosa. El indicador

está sellado herméticamente para resistir todas las condiciones del tiempo y puede ser completamente sumergido en agua sin causarle daño. Tiene un diafragma que no permite la entrada de aire o agua al interior del indicador. El cuerpo está cubierto de neopreno lo cual le provee protección contra golpes, suciedad, humedad y, además, ofrece compensación para las variaciones en temperatura y presión barométrica.

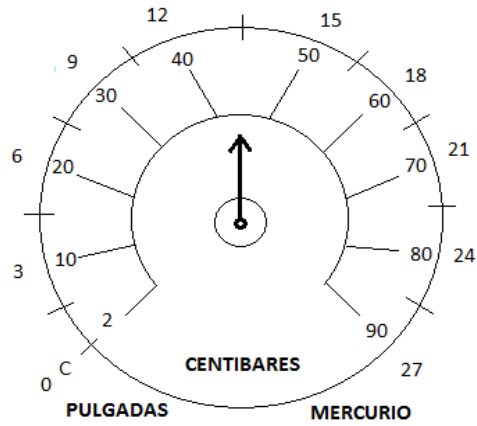
El indicador tiene una esfera graduada generalmente del 1 al 100. Cada graduación significa un centibar. Un centibar es equivalente a la succión creada al liberarse una columna de agua de 10 centímetros de altura al nivel del mar. Un bar equivale a 0.987 atmósferas y a 100 centibar. La lectura de 2 en la esfera indica una condición de agua libre en el suelo o saturación del mismo. En la práctica sólo son útiles las graduaciones del 10 al 80. Cuando el suelo pierde tanta humedad que la lectura en el tensiómetro pasa de 80, por lo regular entra aire a la copa de cerámica porosa y las lecturas del tensiómetro ya no son correctas.

Debido a problemas mecánicos asociados con la construcción del indicador de vacío, la posición de cero del puntero no representa cero verdaderamente. Si hacemos una observación cuidadosa a la cara de la esfera del indicador, podemos notar que hay sólo cuatro divisiones entre la marca de 0 a 10 centibares marcados en la esfera, mientras que hay cinco divisiones entre la marca de 10 a 20 centibares. Cada división representa dos centibares de cambio y, por lo tanto, la posición de cero representa una lectura de 2 centibares en vez de cero centibar. La primera división pequeña en la esfera después de 0 centibar representa un valor de 4 centibares. Esto es de poca importancia, ya que sólo nos interesan los valores de succión en el suelo de cantidades apreciables (10 a 80), pero es conveniente que el usuario y los técnicos conozcan este detalle.

Existen otros indicadores que pueden usarse con el tensiómetro. Indicadores digitales que se conectan a conductores eléctricos que funcionan por presión y permiten efectuar lecturas periódicas a varios tensiómetros simultáneamente. Estos indicadores son de rápida respuesta y de mayor precisión que los convencionales. Funcionan basándose

en una relación que se establece entre succión y voltaje al calibrar el tensiómetro con el indicador digital eléctrico con la ayuda de un tensiómetro convencional.

**Figura 3.** Indicador de vacío en centibares.



### **III. OBJETIVOS E HIPOTESIS**

#### **3.1 Objetivo General**

- Saber estimar la distribución espacial y temporal de los nutrimentos en el cultivo de fresa producido en suelo bajo condiciones de invernadero por medio de extractores de solución del suelo (ESS).

#### **3.1.1 Objetivos Específicos**

- Determinar que nutrimentos son los de mayor movilidad y a que profundidad llegan a acumularse utilizando fertirrigación.
- Realizar un diagnóstico rápido que permita generar una recomendación para la nutrición del cultivo de fresa mediante extractores de solución del suelo (ESS).

#### **3.2 Hipótesis General**

- Los nutrimentos se distribuyen en el perfil del suelo en función de sus propiedades físicas y químicas, por sus reacciones en el suelo y por la extracción nutrimental durante el ciclo del cultivo.

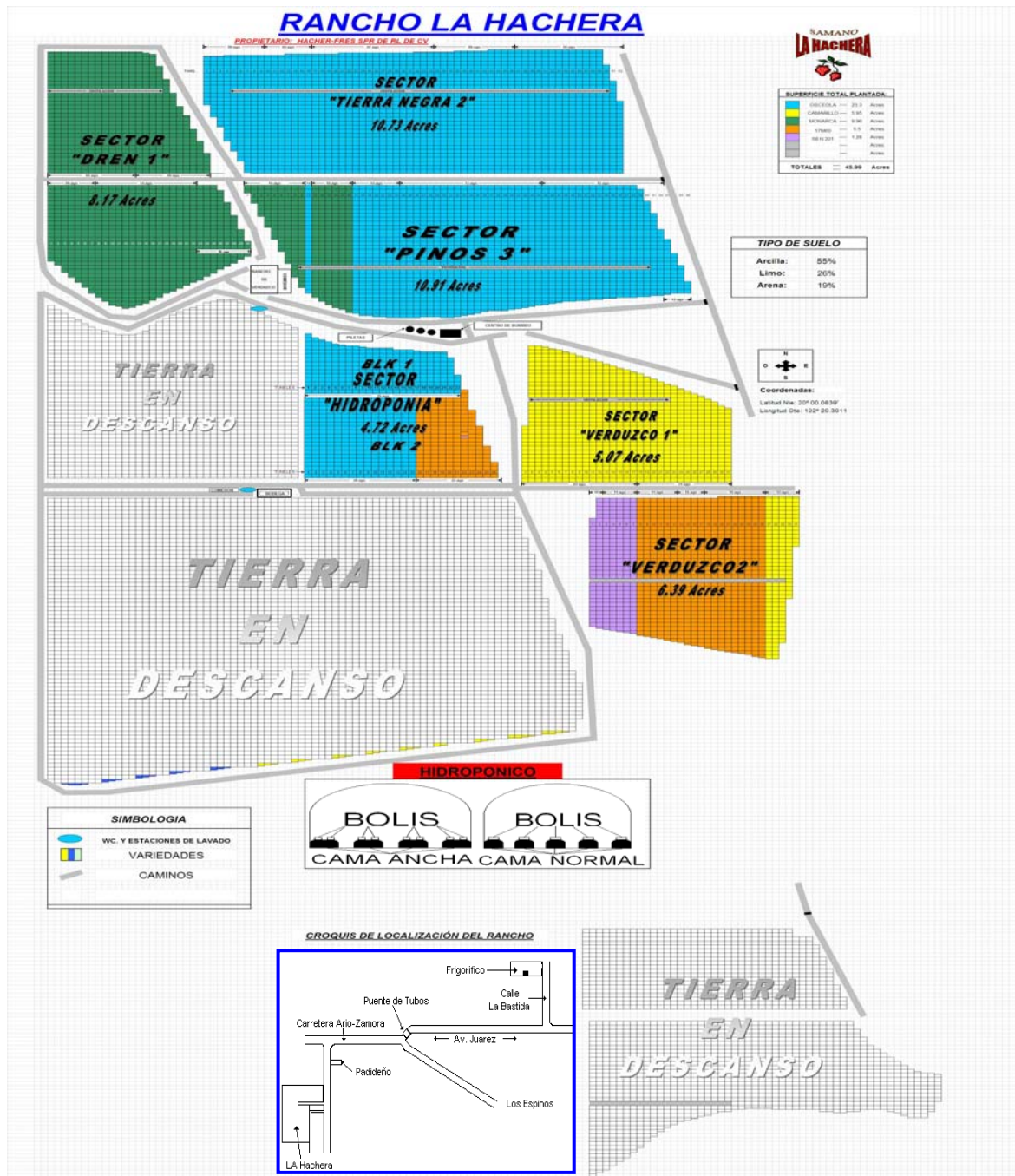
#### **3.2.1 Hipótesis Específicas**

- Los nutrimentos como el Ca, Mg y P se retendrán más en la matriz del suelo por lo que estos se encontrarán en la capa superficial mientras que los elementos móviles como el N y P se movilizarán más rápido hacia las capas más profundas.
- La solución del suelo obtenida con las sondas de succión permite realizar diagnósticos con confiabilidad aceptable (arriba de 85%) para nutrir oportunamente a las plantas de fresa.

## IV. MATERIALES Y MÉTODOS

### 4.1 Ubicación del experimento

Este estudio se realizó en Zamora Michoacán, en el rancho “La Hachera” en el sector denominado Verduzco I, con una superficie de 2.05 hectáreas.

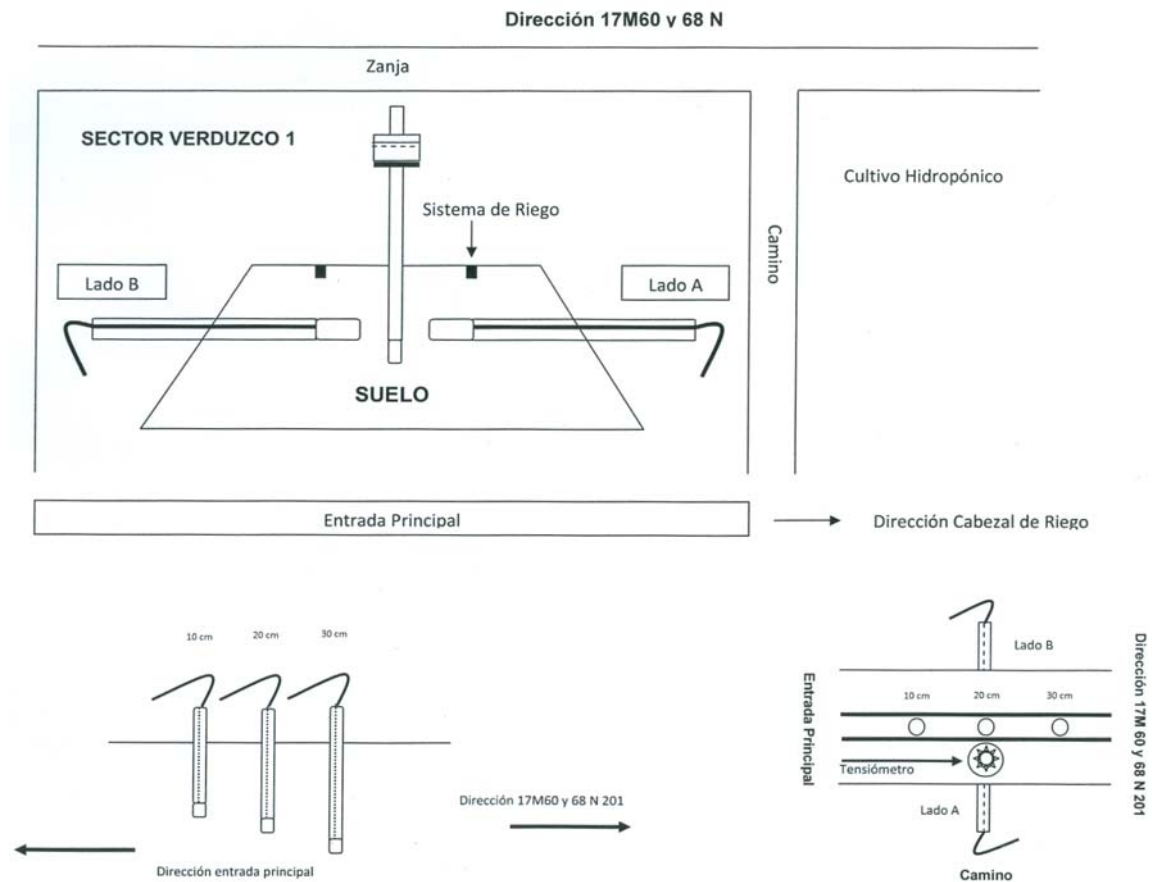




#### 4.1.1 Distribución de los ESS en el perfil del suelo

Los ESS fueron distribuidos en la superficie donde se acordó la instalación de la investigación, esto fue en el sector Verduzco I, donde la variedad Camarrillo será la referencia para la toma de muestras. Los ESS se instalaron en camas o surcos de fresas donde se instalaron cinco ESS a diferentes profundidades como se muestra en la figura 4.

**Figura 4.** Distribución de los ESS.



#### 4.2 Descripción del sitio

Se utilizaron 31 microtúneles para realizar la investigación, estos cuentan con las siguientes características: La superficie cubierta es de 2.05 ha, cada microtúnel es de 3m de ancho, con separación entre microtúnel de 40 cm, por e largo del terreno, la

estructura esta cubierta con una lámina de polietileno inserta en aros, ubicados a intervalos regulares, y sujeta en los extremos mediante un cordón. Las varillas son de 1,8 mm de hierro enterrado en el suelo, se utilizó una cubierta de polietileno tricapa de 100 micrones, generalmente de 2 m, de ancho por el largo de cada camellón, para sostener el polietileno se utilizó alambre blando.

#### **4.3 Diseño de tratamientos**

El diseño de tratamientos se realizó en tres profundidades de muestreo, las cuales serán 10, 20 y 30 cm. Se obtuvo un total de 3 repeticiones por cada profundidad y el tiempo del cual se evaluó fue de 18 semanas.

#### **4.4 Diseño experimental**

El diseño experimental fue completamente al azar. Por lo que cada unidad se distribuyó aleatoriamente dentro de los túneles.

#### **4.5 Unidad experimental**

La unidad experimental consistió con una superficie de 2.05 hectáreas con tres repeticiones, cada repetición conto con cinco extractores de solución de suelo (ESS), cada repetición tiene extractores de 10, 20 30 cm de profundidad respectivamente, acompañadas cada una, también, de un tensiómetro. El experimento se llevo acabo durante 93 días.

#### 4.6 Genotipo y solución nutriente

Como material vegetal se trabajó con el cultivo de fresa variedad Camarillo, el cual se cultiva en la zona de estudio; Zamora, Michoacán.

Como fuente de nutrimentos en el sistema hidropónico, se empleó la Solución Nutritiva de Steiner (1984), modificada de acuerdo con los resultados del análisis químico de suelo y agua. Esta solución se caracteriza por tener una relación mutua de aniones y cationes y una concentración total de solutos de  $30 \text{ mole ión}\cdot\text{m}^{-3}$  que corresponde a un potencial osmótico de  $-0.072 \text{ Mpa}$ , y un pH de  $5.5 - 6.0$ . La cantidad de nutrimentos aportados por la solución nutritiva se concentran en el Cuadro 1. Cabe mencionar que se preparó una solución madre de la cual mediante un sistema de venturi fue inyectada para obtener la concentración deseada.

**Cuadro 1.** Cantidad de nutrimentos (ppm) para preparar 10,000 litros de solución madre

Fecha*	Macronutriente				Micronutriente					
	N	P	K	Ca	Fe	Mn	Zn	Cu	B	Mo
01/11/2009	12256.5	1670	21061	13494	182	27	2.9	1.5	41	0.18
06/11/2009	12256.5	1670	21061	1349	182	27	2.9	1.5	41	1.77
24/11/2009	12711.5	2200	19521	17550	182	27	2.9	1.5	68	0.18
06/12/2009	12711.5	2200	19521	17550	182	27	2.9	1.5	68	0.18
29/12/2009	15244	264	20007	21580	182	27	2.9	1.5	68	0.18
19/01/2010	14769	264	11267	23400	182	27	2.9	1.5	85	0.18
27/01/2010	7654.5	1320	11464	12142	182	27	2.9	1.5	85	0.18
08/02/2010	14820	0	42180	0	182	27	2.9	1.5	85	0.18
01/03/2010	12740	2200	13250	20280	182	27	2.9	1.5	49	0.18

\* Fecha en que se preparo la solución madre

#### 4.7 Variables a evaluar

Los parámetros a evaluar fueron los siguientes: En el primer experimento se evaluó la concentración nutrimental en la parte aérea (N, P, K, Ca, Mg, Fe, Mn, Zn, Cu y B), para lo cual se tomaron muestras de hojas jóvenes. Las hojas se colocaron en bolsas de

papel. Cada muestra se lavo de acuerdo al procedimiento propuesto por Chapman (1960), y se seco a 70 °C durante 48 hrs en estufa con circulación forzada de aire antes de ser molida (malla 20) en un molino de acero inoxidable (Etchevers, 1988). La digestión del material se realizo con mezcla diácido (4 mL HNO<sub>3</sub>:2 mL HClO<sub>4</sub>) a 203 °C. En el digerido del material vegetal se determinaron por espectrofotometría AES-ICP en un equipo Varian, Liberty II el P, K, Ca, Mg, Fe, Mn, Zn, Cu y B. Para el N la digestión del material se realizo con una mezcla de ácido perclórico y sulfúrico; se determino por el método de Kjeldahl (Bremner, 1965). Con los resultados se obtendrá las relaciones nutrimentales. Para obtener la materia fresca se cortaron las hojas de la planta, para materia seca se colocarán en la estufa a 70 °C durante 48 h con circulación forzada de aire y posteriormente se procedió a pesar. Los datos fueron analizados mediante el paquete estadístico SAS V8 por comparación entre medias con la prueba de Tukey ( $\alpha = 0.05$ ).

#### **4.8 Extractor de solución del suelo (Chupatubos)**

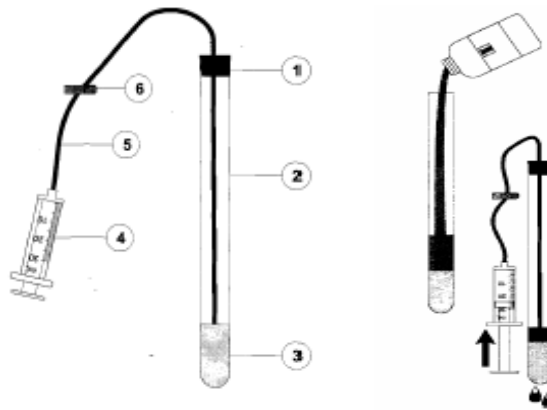
El extractor de solución del suelo (ESS), marca Irrrometer® consiste en un material que sirve para la extracción de solución de suelo a diferentes profundidades donde son ubicados, en la zona del bulbo radical y bajo el emisor, del gotero. Consisten en un tubo que en su parte inferior tiene una cápsula micro porosa de cerámica, lugar por donde se absorben o penetra la solución de suelo hacia su interior. Posteriormente desde la succión capilar de goma fueron extraídas las muestras para ser analizadas.

#### **4.9 Activación de los ESS (Chupatubos).**

Antes de su utilización es necesario realizar el siguiente proceso:

1. Llenar aproximadamente  $\frac{1}{3}$  del tubo del extractor de solución del suelo (ESS) con la solución de limpieza suministrada (agua acidulada con un pH de 4, y dejar el llenado durante un día).

2. Jalar el embolo de la jeringa completamente hacia atrás y se coloca en el capilar de goma.
3. Tapar el tubo con la tapa de goma, abrir la pinza de sujeción y empujar el émbolo de la jeringa.
4. Apretar la pinza de sujeción y esperar hasta que la solución escurra a través de la punta cerámica.
5. Extraer el resto de la solución desde el tubo de la muestra y desecharlo. Al realizar este procedimiento el ESS se esteriliza, queda libre de burbujas de aire y está preparado para la inserción dentro del suelo.



**Figura 5.** Partes de un ESS (izquierda): 1) Tapa de goma, 2) Tubo muestra solución nutritiva, 3) Punta cerámica porosa, 4) Jeringa 30 mL (bomba de vacío), 5) succión capilar de goma y 6) pinzas de sujeción; Instalación del ESS (derecha).

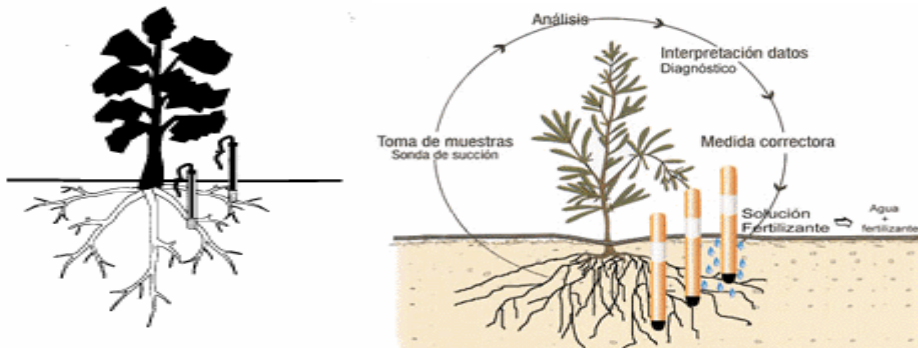
#### 4.10 Instalación del ESS.

Para la instalación es de gran importancia seleccionar la ubicación que sea representativa de la totalidad del campo, siendo recomendable instalar a lo menos tres pares por cada área a ser monitoreada para una mejor exactitud y reiteración de los resultados, el procedimiento para su operación es el siguiente:

1. Ubicarlo dentro de la zona radical. Sugiriendo instalar a lo menos dos, uno en la parte superior y el otro en la parte inferior de la zona radical.
2. La distancia recomendada desde la zona de goteo depende del tipo de suelo: de 5, 10 y 15 cm para suelos arenosos, francos y arcillosos, respectivamente.

3. Hacer un agujero en el suelo en la ubicación seleccionada e insertar el ESS.
4. Si el suelo es bastante duro, se procede a la utilización de un palo de escoba, ya que este se asemeja al diámetro del chupatubo y un martillo respectivamente para su golpeo.
5. Es conveniente llevar agua para que se emblandezca el suelo después de ser utilizado el palo de escoba y el martillo.
6. Después de alcanzar la profundidad apropiada se procede a colocar el ESS comprimiendo el suelo a su alrededor.

**Figura 6.** Instalación de los ESS.

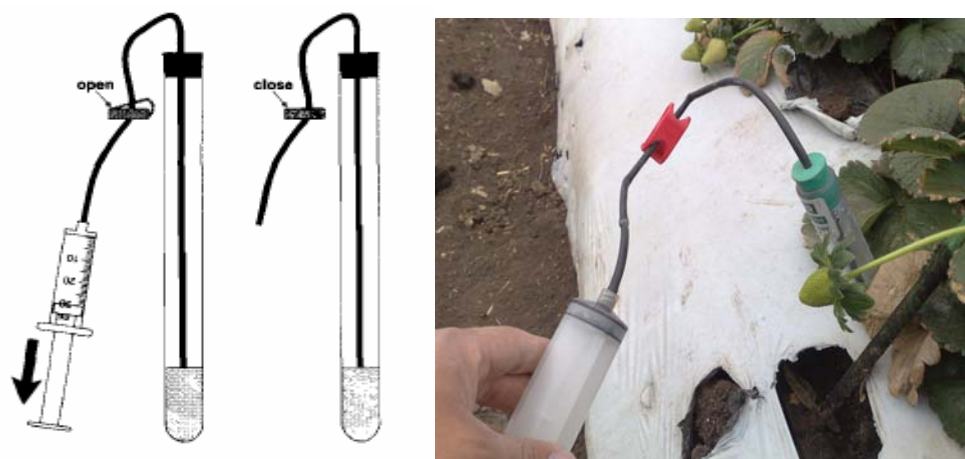


#### 4.11 Extracción de la muestra

Es de importancia tener presente las siguientes observaciones:

1. Nunca tomar la muestra inmediatamente luego del riego, de otra forma la solución extraída podrá ser el agua de riego y no la solución del suelo.
2. Antes que el agua de riego alcance la profundidad de la punta de cerámica, debido a que la tensión necesaria nunca podrá ser obtenida si la punta sensible está seca.
3. La extracción de la muestra necesita un vacío de aproximadamente 60 cb (centibares) a ser creada dentro del tubo de la muestra.
4. Conectar la jeringa al capilar de goma, abrir la pinza de sujeción y extraer el embolo de la jeringa totalmente hacia atrás (30 mL).
5. Presionar la pinza de sujeción y desconectar la jeringa.

**Figura 7.** Extracción de la solución del suelo.



Antes de extraer la solución de suelo, permitir un intervalo de tiempo el cual dependerá del tipo de suelo: 0.5, 1.0, 2-4 y 3-12 h en suelos arenoso, liviano, medio y pesado, respectivamente. Para la extracción de la solución del suelo se debe realizar el siguiente procedimiento:

1. Conectar la jeringa o bomba de vacío al capilar de goma, abrir la pinza de sujeción y la tapa de goma, luego jalar el émbolo de la jeringa o bomba completamente hacia atrás retirando 30 mL aproximadamente.
2. Sostener el émbolo hasta que la solución sea absorbida dentro de la jeringa, luego desconectar la jeringa desde el capilar y dejar la pinza de sujeción abierta.
3. Transferir la solución de suelo dentro del vaso de muestra y realizar los análisis inmediatamente.
4. En caso de no realizar los análisis inmediatamente contar con termo que mantenga fría la muestra para su análisis.

Existen algunos problemas que se deben tomar en cuenta en su utilización, por ejemplo: Si el chupatubos está imposibilitado de extraer la solución del suelo, revisar que:

1. El suelo este en firme contacto con la tapa cerámica porosa (comprimir el suelo circundante de ser necesario).

2. El capilar de succión alcanza la punta de cerámica (de ser así, empujarlo hacia abajo a través de la tapa de goma).

Adicionalmente, las siguientes condiciones pueden causar la inhabilidad para la extracción de la solución del suelo:

1. El agua no ha alcanzado la punta de cerámica (puede ocurrir cuando está ubicado en una profundidad entre 40 – 50 cm).
2. El agua alcanza la profundidad de la punta de cerámica muy lentamente (usar el chupatubos sólo en profundidades de 15-30 cm y/o instalarlo en una ubicación diferente, en donde el suelo no sea tan compacto).
3. Plantas en completo desarrollo pueden competir con el chupatubos por agua y puede que no sea posible la extracción de la solución.
4. También puede ocurrir que la solución no recogida a tiempo, pueda ser extraída de vuelta del chupatubos por la planta (realizar la operación temprana).
5. La distribución no es uniforme (revisar el flujo de riego de agua).
6. El suelo está seco, debido a un riego con una cantidad insuficiente de agua.

En el presente estudio, el muestreo de la solución del suelo se realizó con el uso de los ESS ubicado a tres profundidades (10, 20 y 30 cm), en el sector Verduzco I. Las muestras de solución de suelo se analizaron con los ionómetros (Horiba® Spectrum Technologies, Inc.) para conocer la concentración (ppm) de N-NO<sub>3</sub><sup>-</sup> y K<sup>+</sup>, además a cada muestra se le determinó la conductividad eléctrica (CE) (Conductímetro portátil, dS m<sup>-1</sup>) y el pH (potenciómetro).

#### **4.12 Preparación y calibración del tensiómetro**

El tensiómetro debe ser preparado antes de instalarse en el campo. El agua a utilizarse para llenar el tubo plástico y el tanque de reserva, preferiblemente debe ser destilada. Si no es posible usar agua destilada, entonces puede usarse agua hervida. El agua contiene aire disuelto y cuando se destila o hierve el aire se pierde a la atmósfera quedando el agua sin aire o gases. El aire o gases disueltos en el agua cruda forma



burbujas dentro del tubo plástico, las cuales interfieren con la lectura del indicador que trabaja al vacío.

Para evitar el crecimiento de las algas y bacterias y facilitar la observación del agua en el tensiómetro a ésta se le añade un acondicionador que usualmente tiene un colorante verde o azul (alguicida). La solución para llenar el tensiómetro se prepara añadiendo a un litro de agua, un centímetro cúbico del acondicionador o el contenido de la tapa del envase de éste.

Remueva la tapa del tensiómetro y la cubierta plástica en la copa de cerámica porosa. Llene el tensiómetro con la solución de agua, sin colocar la tapa aún. Mantenga el tensiómetro sumergido en agua limpia por dos o tres días antes de la instalación. Vuelva a llenar el tensiómetro con la solución incluyendo el tanque de reserva. Luego que el sistema esté completamente lleno, aplique succión haciendo uso de la bomba de vacío manual para remover el aire en la copa de cerámica y en el tubo plástico del tensiómetro.

Grandes burbujas de aire pueden aparecer desde la base del tubo plástico. Esto indica que la copa de cerámica o su conexión al tubo no tiene el suficiente ajuste. Si las burbujas aparecen sobre el indicador vacío, entonces la conexión entre el indicador y el tubo no está herméticamente sellada. Cualquier condición de filtración del tensiómetro debe ser corregida.

Pequeñas burbujas pueden tomarse como resultado del aire disuelto en el agua. Para probar el indicador de vacío, permita que el tensiómetro se seque gradualmente al aire hasta que el indicador muestre un valor de succión alto, y entonces coloque la copa de cerámica en agua. La lectura debe descender en segundos y alcanzar cero dentro de un promedio de 3 a 5 minutos. Esto prueba que la conductividad de la copa de cerámica porosa es satisfactoria.

Para remover el aire del tensiómetro es mucho más conveniente si se hace uso de un tubo fino de polietileno que pueda ser insertado fácilmente en el tubo plástico del tensiómetro.

Después de haberse removido todas las burbujas de aire y haberse llenado con la solución el compartimiento de reserva, la tapa del tensiómetro se coloca enroscándola hasta que el tapón de neopreno haga contacto con la parte de abajo del compartimiento de reserva. Luego se le da un leve ajuste de un cuarto de vuelta para sellar sin causar daño al tapón de neopreno. Recuerde, no lo apriete demasiado.

#### **4.13 Selección de la colocación y lugar de instalación del tensiómetro.**

Para la localización de los tensiómetros en un sitio (estación) y la determinación de la profundidad de instalación se tomará en consideración los siguientes factores:

1. Profundidad del sistema de raíces.
2. Tipo de variabilidad del suelo.
3. Naturaleza de la topografía.
4. Sistema de riego a usarse.
5. Precisión o grado de control deseado.

El propósito al usar tensiómetros es determinar las condiciones de humedad en la rizósfera. Por tal razón es imperativa que la copa de cerámica sea colocada en las zonas de raíces de las plantas en crecimiento. Es de igual importancia que el tensiómetro se localice donde pueda ser alcanzado por el agua de riego y por la lluvia. Para plantas con sistema de raíz superficial, o sea, menos de 45 cm de profundidad tales como hortalizas y plantas ornamentales, bastará con la instalación de un solo tensiómetro a una profundidad equivalente a  $\frac{3}{4}$  partes de la profundidad del sistema de raíces de las plantas.

El tensiómetro debe colocarse siguiendo esta directriz cuando las plantas son jóvenes y periódicamente a mayor profundidad según el sistema de raíces va desarrollándose.

En caso de plantas con raíces profundas, fue necesario utilizar dos tensiómetros en cada estación. El tensiómetro superficial se coloca con la copa de cerámica a una cuarta parte de la profundidad del sistema de raíces. La copa de cerámica del tensiómetro profundo se coloca a  $\frac{3}{4}$  partes de la profundidad del sistema de raíces.

Mediante el uso de dos tensiómetros en cada estación, el técnico o el agricultor pueden conocer las condiciones de humedad de toda la zona de raíces. Se comienza el riego, cuando el tensiómetro superficial indica valores de alta succión en el suelo. Se continúa el riego hasta que las lecturas en el tensiómetro más profundo comienzan a descender. Este punto es indicativo de que el agua de riego ha penetrado a esta profundidad y toda la zona de raíces sobre dicho tensiómetro ha sido humedecida.

Los tensiómetros deben ser instalados en un sitio representativo del campo a ser regado debido a que diferentes tipos de suelo tienen diversas tasas de infiltración y capacidad de retención de agua. Si el predio tiene considerables áreas de suelos con características diferentes, se recomienda la instalación de una estación de tensiómetros para cada serie de suelo.

Cuando el predio es plano, uniforme y el sistema de riego es permanente, un par de tensiómetros por cada 8 hectáreas es suficiente.

En predios de topografía accidentada, se recomienda instalar un par de tensiómetros en la parte alta y un par en la parte baja. En el diseño del sistema de riego, debe tomarse en consideración esta condición del predio, para proveerle la flexibilidad de aplicar el agua de acuerdo con las necesidades de las plantas en las partes altas y en las partes bajas de la finca.

## 4.14 Donde instalar los tensiómetros de acuerdo al sistema de riego

### 4.14.1 Riego por surcos

Se instala el tensiómetro al lado interior del lomo del surco, en cosechas sembradas en líneas a lo largo de los surcos. Cuando se usan bancos y los surcos a distancia de 1.5 ó 1.8 metros (5 a 6 pies) o más, los tensiómetros se colocan en la línea de siembra.

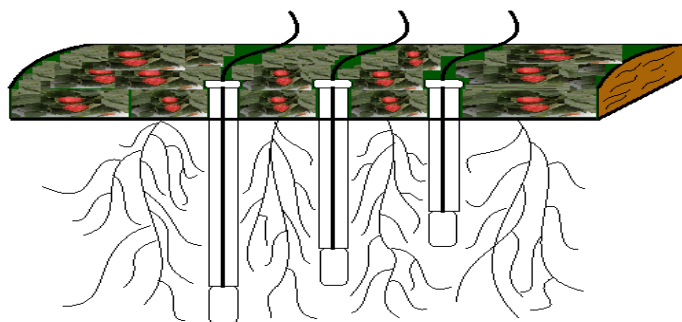
En el caso de frutales regados por surcos se recomienda instalar dos tensiómetros en el lado del árbol que toma el sol de la tarde dentro de la zona de raíces y a una distancia prudente del surco (30 a 45 centímetros).

### 4.14.2 Riego aéreo

Normalmente se aconseja instalar los tensiómetros en la zona donde la planta reciba el sol de la tarde. El sitio no debe estar cubierto por las ramas de las plantas ni debe ser un punto bajo donde se acumula el agua de escorrentía. Tampoco debe colocarse cerca de los aspersores si éstos son permanentes y en el caso de sistemas de riego portátiles, debe evitarse la instalación de éstos muy cerca de las estaciones de tensiómetro o de la línea de riego.

En el caso de los huertos frutales debe tenerse cuidado cuando se instalan los aspersores entre líneas de árboles dejando una por medio. En este caso, se aconseja instalar dos tensiómetros entre dos árboles en la hilera. El espacio entre el aspersor y el tensiómetro debe estar libre de obstrucciones, como troncos, ramas, y otros impedimentos.

**Figura 8.** Selección del sitio para la instalación.

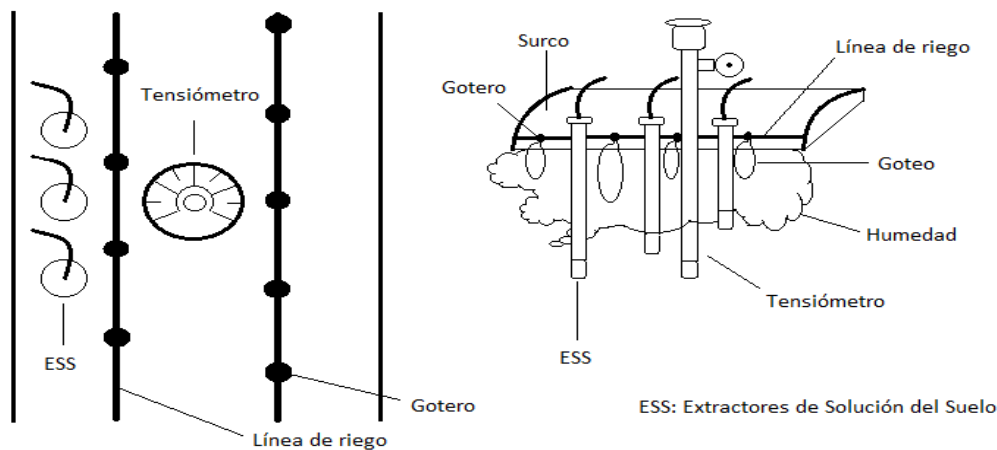


### 4.14.3 Riego por goteo

En frutales, los tensiómetros se colocan normalmente en la parte soleada del árbol y a 30 ó 45 centímetros (1 a 1 ½ pies) de los emisores. En árboles recién plantados, el instrumento menos profundo se coloca en la bola de raíces del árbol, sin prestar atención a la ubicación del emisor.

Siembras en líneas requieren que los tensiómetros se coloquen en línea. Si se desea medir el movimiento del agua desde la línea de goteo se puede instalar una estación adicional a una distancia de 30 a 45 centímetros (1 a 1 ½ pies), desde la emisión en la línea de goteo.

**Figura 9.** Riego por goteo.



### 4.15 Instalación del tensiómetro.

Es esencial que exista un buen contacto entre la copa de cerámica y el suelo. El hoyo que se requiere para introducir el tensiómetro al suelo debe ser de un tamaño igual al diámetro del tubo plástico del instrumento. El diámetro exterior del tubo plástico y de la copa porosa es de 2.2 centímetros (7/8 pulgadas). Generalmente se utiliza una barrena de suelo o un tubo de hierro galvanizado de 1.25 centímetros (0.5 pulgadas) en su diámetro interior para hacer el hoyo.

Cuando el hoyo es muy grande y el contacto no es bueno, el aire penetra en la copa de cerámica y las lecturas altas no son las correctas. También puede deslizarse agua libre

por las paredes exteriores del tubo plástico y entonces las lecturas serán muy bajas e incorrectas.

El hoyo debe hacerse con una barrena o tubo galvanizado de 1.25 centímetros (0.5 pulgadas) que penetre hasta la profundidad exacta deseada para instalar el tensiómetro. La barra o tubo debe ser removida cuidadosamente de tal forma que el hoyo permanezca limpio y redondo.

El tensiómetro se inserta y se ajusta de arriba hacia abajo. No aplique presión en la conexión del indicador empujando o tirando de este. Presione directamente hacia abajo en la tapa del compartimiento de reserva al tiempo de instalarlo. Se recomienda dejar una separación de 2.5 centímetros (1 pulgada) entre la parte de abajo del indicador y el suelo para permitirle al diafragma del medidor de succión expandirse y contraerse libremente.

A nivel de la tierra se coloca un poco de suelo alrededor del tubo plástico y se aprieta un poco para evitar que entre agua de escorrentía entre las paredes del tubo y del hoyo.

Cuando se desee remover el tensiómetro de la tierra, gire ésta para aflojarlo del suelo. Entonces agarre el tubo principal y tire directamente hacia arriba. Identifique los tensiómetros por estaciones y profundidad a que se instalaron.

Luego de la instalación, llene el compartimiento de reserva con la solución de campo preparada con agua destilada o hervida y el preservativo o colorante. Remueva las burbujas de aire que observe en el compartimiento de reserva o en el tubo plástico. Una buena extracción de aire aumenta la sensibilidad del tensiómetro y da mayor precisión a las lecturas. Luego de la instalación se requiere de un día para que el agua del tensiómetro llegue a un equilibrio con la del suelo que lo rodea.

**Figura 10.** Instalación del tensiómetro y de los ESS.



#### **4.15.1 Uso del tensiómetro en sistema de riego automático**

Los tensiómetros son los sensores en el campo de un sistema de riego automático. Estos están insertados en el suelo a una profundidad determinada según el cultivo, tipo de suelo y sistema de riego utilizado. Cada tensiómetro posee un conductor eléctrico que traduce la medida de tensión del agua en el suelo a una señal eléctrica. Esta señal eléctrica es recibida por un panel de controles que opera una válvula solenoide que regula el movimiento de agua que pasa por el sistema de riego hacia el campo.

Este tensiómetro debe estar ajustado a las medidas de tensiones indicadoras del comienzo y final del riego. Cuando la humedad del suelo baja y el tensiómetro marca la tensión máxima predeterminada emite una señal eléctrica que activa el sistema de riego abriendo la válvula solenoide que da paso al agua. Luego cuando el suelo comienza a saturarse y alcanza la humedad máxima o la tensión más baja predeterminada para el cultivo en uso, el tensiómetro eléctrico envía un mensaje al control cerrando la válvula solenoide finalizando el riego.

Los sistemas de riego automáticos tienen las siguientes ventajas:

- a. Se tiene mejor control de la cantidad de agua aplicada y la frecuencia de la aplicación.
- b. Se economiza en costos de labor relacionados con el abrir y cerrar de líneas de riego en el campo.
- c. Se evita el tener que ir al campo durante algún momento inconveniente a trabajar con el sistema de riego.
- d. Permite registrar las tendencias de consumo de agua en un sistema de grabación automático para relacionarlas con los factores que incluyen en la utilización del agua (Ejemplo: clima, floración, fructificación, etc.).

#### **4.15.2 Mantenimiento o servicio del tensiómetro**

Si el suelo donde se instaló el tensiómetro se mantiene húmedo y las lecturas de tensión son bajas, muy poco aire se acumulará debajo de la tapa del tanque de reserva. Si por el contrario el suelo está relativamente seco y las lecturas alcanzan los intervalos de 40 a 60 cb se acumulará aire rápidamente en pocos días. Las burbujas de aire aumentan el tiempo de respuesta a cambios en tensión reduciendo la precisión del instrumento.

Luego de instalado el tensiómetro debe de revisarse con frecuencia, si es posible diariamente, removiéndole el aire acumulado y añadiéndole agua al tanque de reserva del instrumento.

Luego las primeras operaciones de remoción de aire muy poco continua depositándose y entonces el mantenimiento se puede realizar una vez por semana y en ocasiones una vez al mes. Si el tapón de rosca se endurece se puede sustituir por uno de goma.

Si el tensiómetro ha sido abandonado por un período largo de tiempo y el nivel de agua es bien bajo o no se observa, este debe ser llenado nuevamente y se le debe remover el aire con una bomba de succión manual. Bajo condiciones de salinidad el



mantenimiento frecuente es esencial para mantener exactitud y rápida respuesta del instrumento.

#### **4.15.3 Método de succión para probar el funcionamiento de los tensiómetros**

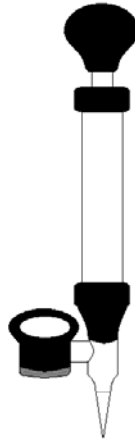
Este método consiste en colocar el tensiómetro seco en un matraz Erlenmeyer a través de un tapón de goma. Primero se abre la válvula de succión al vacío lo que saca el aire dentro del tensiómetro a través de la copa porosa. De esta manera el indicador de presión del instrumento dará una lectura correspondiente a la succión aplicada. Entonces se cierra la válvula de succión. Si la lectura del instrumento se mantiene no hay escapes en las uniones de la copa porosa ni en la del indicador mismo. Si la lectura baja, sí hay escape en el instrumento. Para localizar el escape se le añade agua al instrumento a través del tanque de reserva y se le aplica succión nuevamente. Se deja que el instrumento se sature y entonces se le coloca la tapa al tanque de reserva otra vez. Si la lectura se mantiene no hay escapes, si está baja hay escape y será fácil localizarlo.

Ponga los tensiómetros a airear en una posición invertida. Cuélguelo y almacénelo en un sitio limpio, libre de polvo y a temperatura de salón. Cubra la punta de cerámica con una cubierta plástica.

#### **4.16 La bomba de vacío manual**

Es un instrumento usado para remover el aire dentro del tensiómetro. Tiene una copa de succión universal que se ajusta a todos los modelos de tensiómetros. Para usarse se remueve la tapa del compartimiento de reserva del tensiómetro y se aplica succión con la bomba (Ver figura 11). Cuatro o cinco bombeos al pistón deben producir una lectura en el indicador de no más de 80 cb. La bomba debe quedar adherida al instrumento sin necesidad de sostenerla con las manos. En ausencia de una bomba de vacío manual, puede usarse un tubo plástico pequeño flexible para remover las burbujas de aire dentro del tensiómetro.

**Figura 11.** Bomba de vacío manual.



#### **4.17 Almacenaje**

Luego que la temporada de siembra ha terminado, el tensiómetro debe ser removido y vaciado. Nunca deje la copa de cerámica parcialmente seca al aire. Inmediatamente que remueva el tensiómetro del suelo, cubra la copa de cerámica con tierra o algún paño mojado para almacenarse. Aún pocos minutos de exposición al aire pueden causar acción selladora en sus poros. Se recomienda el almacenaje húmedo cuando es un período temporero (de pocas semanas). Llene y tape el tensiómetro. Limpie la parte exterior de cerámica y colóquela en un recipiente que contenga suficiente agua como para mantener la copa completamente sumergida todo el tiempo. Este método de almacenaje mantiene el tensiómetro en condición de operación y listo para su instalación inmediata.

El almacenaje en seco se recomienda cuando los tensiómetros estarán fuera de uso por varios meses. Limpie la copa de cerámica cuidadosamente con cepillo. Limpie toda la superficie plástica con una solución de jabón y enjuague cuidadosamente.

#### **4.18 Limitaciones**

El tensiómetro es un instrumento lleno de agua y por ello está limitado por las propiedades físicas del agua misma. El indicador de vacío o succión indica la diferencia

en presión entre la existente dentro del tubo y la presión fuera del mismo, la cual estará determinada por la presión atmosférica. El límite de operación de la mayoría de los tensiómetros es de aproximadamente 80 centibares, a nivel del mar.

Los tensiómetros con indicadores de manómetros son de respuesta más lenta y menos precisos a los cambios en tensión que los tensiómetros con conductores eléctricos digitales.

#### 4.18.1 Identificación de fallas

Causa	Remedio
<b>El instrumento siempre lee 2</b>	
1. Suelo saturado de agua ya sea causado por riego, lluvia o pobre desagüe.	No riegue.
2. El tensiómetro no tiene agua.	Llene nuevamente el tensiómetro.
3. Pérdida de succión debido a un nivel bajo de agua en el tensiómetro.	Revise la calibración del indicador con una bomba de vacío manual. ( El indicador debe leer de 80 – 85 centibares ).
<b>El tensiómetro no presenta succiones correctas.</b>	
4. El contenido de humedad presente en el suelo es diferente al que lee el tensiómetro.	Tome muestras de suelo dentro de 15 centímetros de la estación del tensiómetro y a la misma profundidad de la punta cerámica con una barrena o pala. Determine el contenido de humedad en el suelo secando la muestra.
<b>Necesita reponer el agua frecuentemente</b>	
5. Lecturas en el rango alto por varios días indicando poco riego.	Riegue según sea necesario.
6. El suelo no está debidamente prensado alrededor de la copa de cerámica.	Instale apropiadamente.
7. El sello filtra al cerrar.	Cambie el tapón de goma.
8. Hay filtración en la conexión del indicador.	Revise la conexión
<b>Poca respuesta al riego</b>	
9. Tasa baja de filtración en el suelo.	Limpie la punta de cerámica.
10. La punta de cerámica parcialmente sellada con sales.	Dé golpecitos ligeros al indicador antes de tomar las lecturas.
11. El indicador se mueve lento debido	Reemplace la punta de cerámica y el

a daño ligero.	tapón de goma.
<b>Gran variación en las lecturas</b>	
12. Topografía y tipos de suelos diferentes.	Instale un número adecuado de tensiómetros para un control confiable del riego.

#### **4.19 Lectura del tensiómetro cuando se toma la muestra**

Los tensiómetros miden la tensión con que el agua está "retenida" por el suelo. Las raíces tienen que superar esta tensión para extraer el agua.

La lectura debe ser diaria durante el periodo de consumo elevado del cultivo, a la misma hora y siempre antes del riego.

Lecturas bajas de tensión indican condiciones húmedas, con agua disponible y fácil para las plantas extraer. Cuando el suelo se seca, el agua restante está retenida con más fuerza. Las lecturas del tensiómetro suben, y las raíces tienen más dificultad para extraer agua y mantener el crecimiento óptimo. A cierto punto, es necesario regar para mantener el crecimiento y calidad.

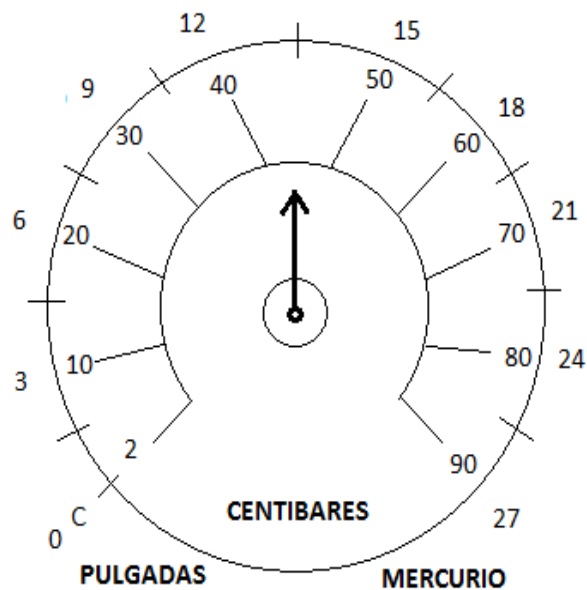
La interpretación de las lecturas en centibares (cb) es la siguiente:

- 0 a 10 cb: indican que el suelo está saturado.
- 10 a 20 cb: indican que la humedad está a disposición de la planta con un esfuerzo mínimo. Con el riego por goteo generalmente se procura mantener las lecturas dentro de esta gama, cuando se coloca el tensiómetro a una distancia de aproximadamente medio metro del gotero.
- 30 a 60 cb: en esta gama de lecturas está asegurada una buena oxigenación de las raíces. En zonas cálidas y cuando se trate de regar tierras muy arenosas, es recomendable iniciar los riegos con lecturas de 40 a 45 cb. En las zonas frescas o en las tierras con un gran poder de retención, se iniciarán con lecturas de 45 a 60 cb.

- 70 cb ó superiores: indican que la planta está padeciendo estrés y se acerca al punto de marchitamiento, ya que le resulta muy difícil extraer la humedad.

Factores como el tipo de cultivo, condiciones del suelo, y la etapa de desarrollo determinarán la tensión a la que comenzar a regar.

**Figura 12.** Interpretación del indicador de vacío en centibares.



<b>Centibar</b>	<b>Interpretación para regar</b>
0 a 10	Cerca de saturación
10 a 30	Mojado
30 a 60	Intervalo de riego
60 a 80	Seco
80 a 100	Limite

#### 4.20 Digestión para determinación de N en tejido vegetal (Método Kjeldahl)

1. En tubos follin wu o en matraces micro-kjeldhal de 30mL colocamos 0.5gr de la muestra tamizada, integrando dos blancos.
2. Se añaden 4mL de H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> concentrado (ácido sulfúrico) a los matraces con muestra, el ácido se agrega con una bureta de 25 o 50mL y dejamos reposar hasta el día siguiente.
3. Pasado el tiempo de reposo agregamos 2 perlas de cristal y 1 g de la mezcla catalizadora utilizando un embudo de cristal y cuello largo; ahora se colocan las muestras en un block o plancha digestora donde se calientan a una temperatura máxima de 380oC, esta se debe regular de modo que los vapores del ácido sulfúrico se condensen en el bulbo del matraz. El tiempo de digestión lo mediremos a partir de la ebullición es de 4 a 5 horas. Nos damos cuentas que este proceso finalizó cuando el digestado se torna claro. Dejamos enfriar 10 minutos, y enseguida agregamos aproximadamente 2mL de agua desionizada a cada muestra.
4. Ahora destilamos, en matraces erlenmeyer de 125mL se agregan 10mL de H<sub>3</sub>BO<sub>3</sub> + indicador pH 5 (ácido bórico+indicador), transferimos el digestado a la cámara de destilación, añadiendo también 10mL de NaOH al 50% (hidróxido de sodio), se conecta al flujo de vapor e iniciamos la destilación; esperando obtener 50mL del destilado tornándose de color verde, se debe lavar el condensador con agua destilada.
5. Por último se titulan las muestras con H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> 0.01N (ácido sulfúrico) utilizando una microbureta de 10mL con graduaciones de 0.01 o 0.02mL. Es conveniente titular primero los blancos apara referencia. Cuando el destilado vire de verde a rosa se toma la lectura de los mililitros gastados del ácido.

Fórmula para calcular el porcentaje de nitrógeno:

$$\% N = \frac{[V_m - V_b] N \text{ ácido} * 14}{p_m * 10}$$

Donde:

$V_m$  = volumen o mililitros gastados del  $H_2SO_4$  en la muestra

$V_b$  = volumen o mililitros gastados del  $H_2SO_4$  en los blancos

$N$  ácido = normalidad exacta del  $H_2SO_4$

14 = peso miliequivalente del N (mg)

$p_m$  = peso de la muestra en gramos

10 = factor para convertir en porcentaje (1000/100)

#### **4.21 Digestión para la determinación de P, K, Ca, Mg, Fe, Cu, Mn, Zn y B en tejidos vegetales**

1. Pesar en la balanza analítica 0.5 g de material vegetal seco y molido de cada una de las muestras a analizar y colocarlo en tubos de digestión. Es muy importante que el pesado de las muestras sea preciso para garantizar que los resultados sean correctos.
2. Se agregan 6 mL de mezcla digestora a cada tubo usando una bureta.  
La mezcla digestora es una mezcla de ácido nítrico y ácido perclórico en proporción 2:1 respectivamente.
3. Se dejan reposar las muestras durante toda la noche (predigestion).
4. Al día siguiente se colocan de 2 a 3 perlas por cada tubo.
5. Se meten las muestras a la plancha para iniciar el proceso de digestión. Poner la plancha a una temperatura de 100 °C. Cuando la muestra alcanza los 100 °C se observa la salida de vapores pardos. Dejar la plancha a esta temperatura alrededor de 20 minutos.
6. Posteriormente se eleva la temperatura a 150 °C y se dejan las muestras entre 30 y 45 minutos.
7. Al finalizar este tiempo se eleva la temperatura de la plancha cuidando que esta permanezca entre 200 y 240 °C. En esta fase las muestras permanecen hasta que comiencen a subir vapores claros y las muestras se toman transparentes. En este punto termina el proceso de digestión.

8. Se dejan enfriar las muestras y aparecen cristales blancos, entonces las muestras se calientan ligeramente y se adiciona un poco de agua desionizada.
9. Las muestras son transferidas a matraces volumétricos de 25 mL y son aforados con agua desionizada. Cuide que su aforo sea exacto.
10. Después de aforar las muestras se agitan 4 veces.
11. Las muestras se filtran en frascos empleando filtros 40 ó 41, donde se realizan las determinaciones.

#### 4.22 Preparación de la pasta de saturación

1. Se pesan 100 g de la muestra tamizada en un recipiente de plástico, agregamos poco a poco agua destilada mezclando con una espátula, hasta la saturación, aparece agua en la superficie del suelo la cual refleja la luz; al inclinar el recipiente no debe escurrir agua. Tomando un poco de suelo con la espátula y poniendo ésta vertical sobre el recipiente, el suelo debe escurrir ligeramente excepto si el suelo es arcilloso; y se deja reposar al menos 4 horas.
2. En un embudo de porcelana colocamos un filtro del número 40 y vaciamos la pasta saturada. Al cuello del embudo se coloca un tubo de ensaye para recibir el filtrado, ahora lo colocamos en un matraz para vacío de 500mL (kitazato) y filtramos.
3. El extracto filtrado lo vaciamos en un frasco de vidrio y se guarda para realizar los análisis correspondientes.

Con ésta extracción podemos determinar:

a) conductividad eléctrica

b) aniones solubles

Cl <sup>-</sup>	HCO <sup>-3</sup>	NO <sup>-3</sup>
CO <sup>-3</sup>	SO <sup>-4</sup>	PO <sup>-3</sup>

c) cationes intercambiables

K	Mg	Ca + Mg
Ca	Na	



#### **4.23 Análisis nematológico**

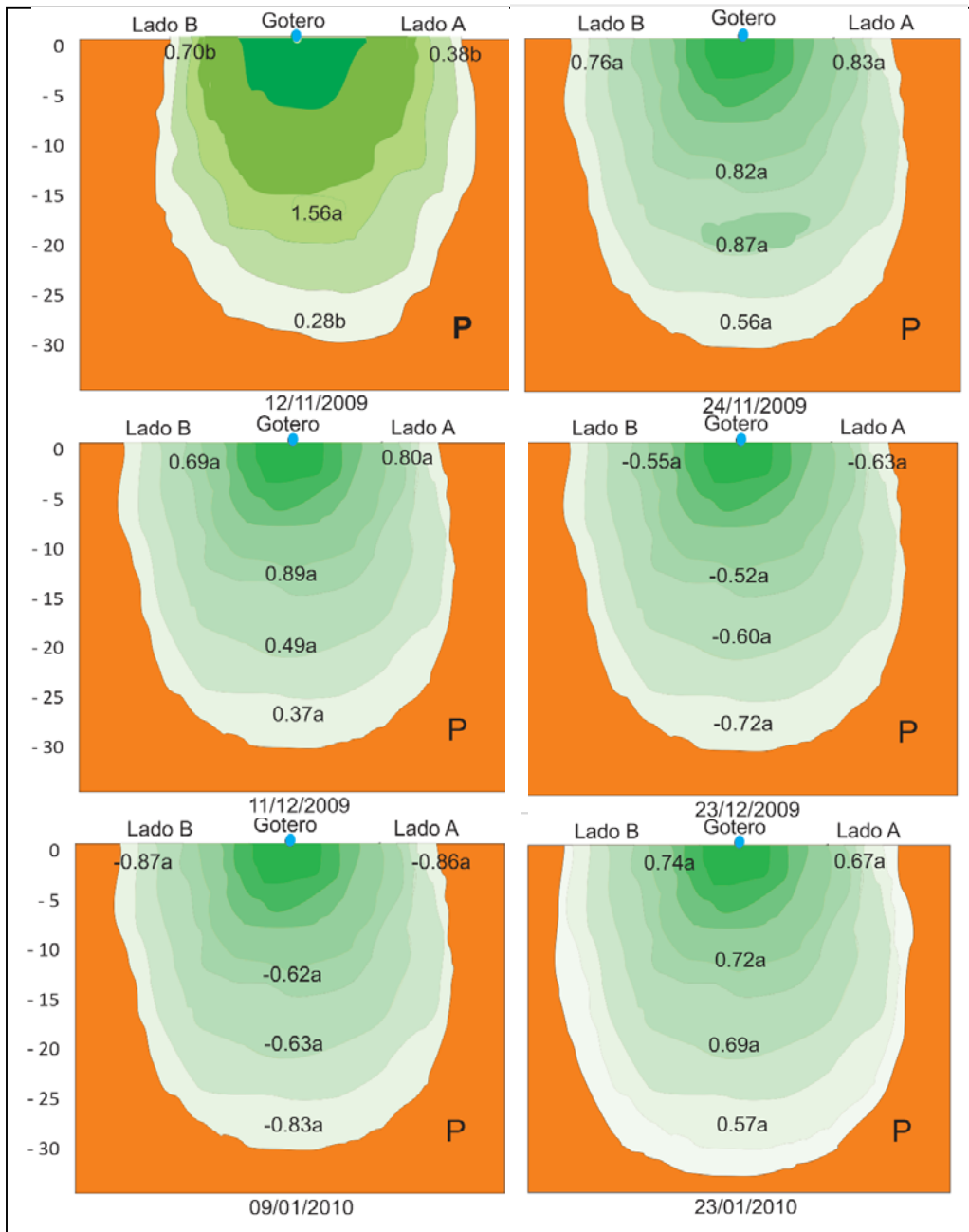
Los nematodos que se extrajeron del suelo para su identificación fueron, utilizando la Técnica de Tamizado–Centrifugado para la obtención de estadios filiformes; de cada muestra de suelo se procesaron 200g para obtener una suspensión, de la cual se hicieron conteos a partir de 3 alícuotas (3 repeticiones) de 1 ml cada una. El análisis nematológico realizado fue a partir de las muestras de suelo tomadas en algunas de las áreas que se destinarán para la siembra del cultivo de fresa.

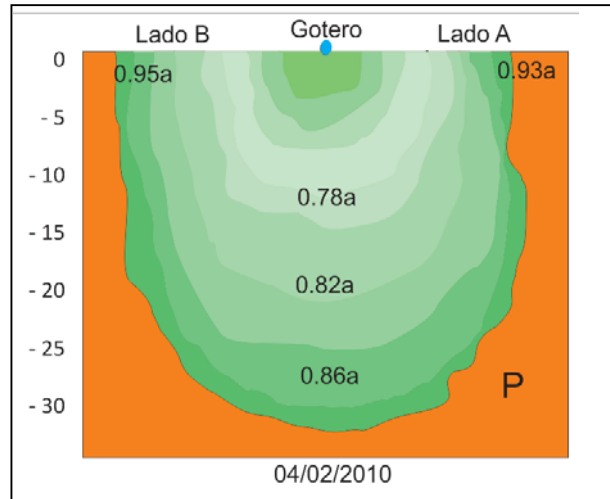
## V. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

### 5.1 Distribución espacial de macronutrientos

A continuación se muestra la distribución espacial de los nutrientes en el bulbo húmedo en diferentes fechas de muestreo.

#### 5.1.1 Fósforo

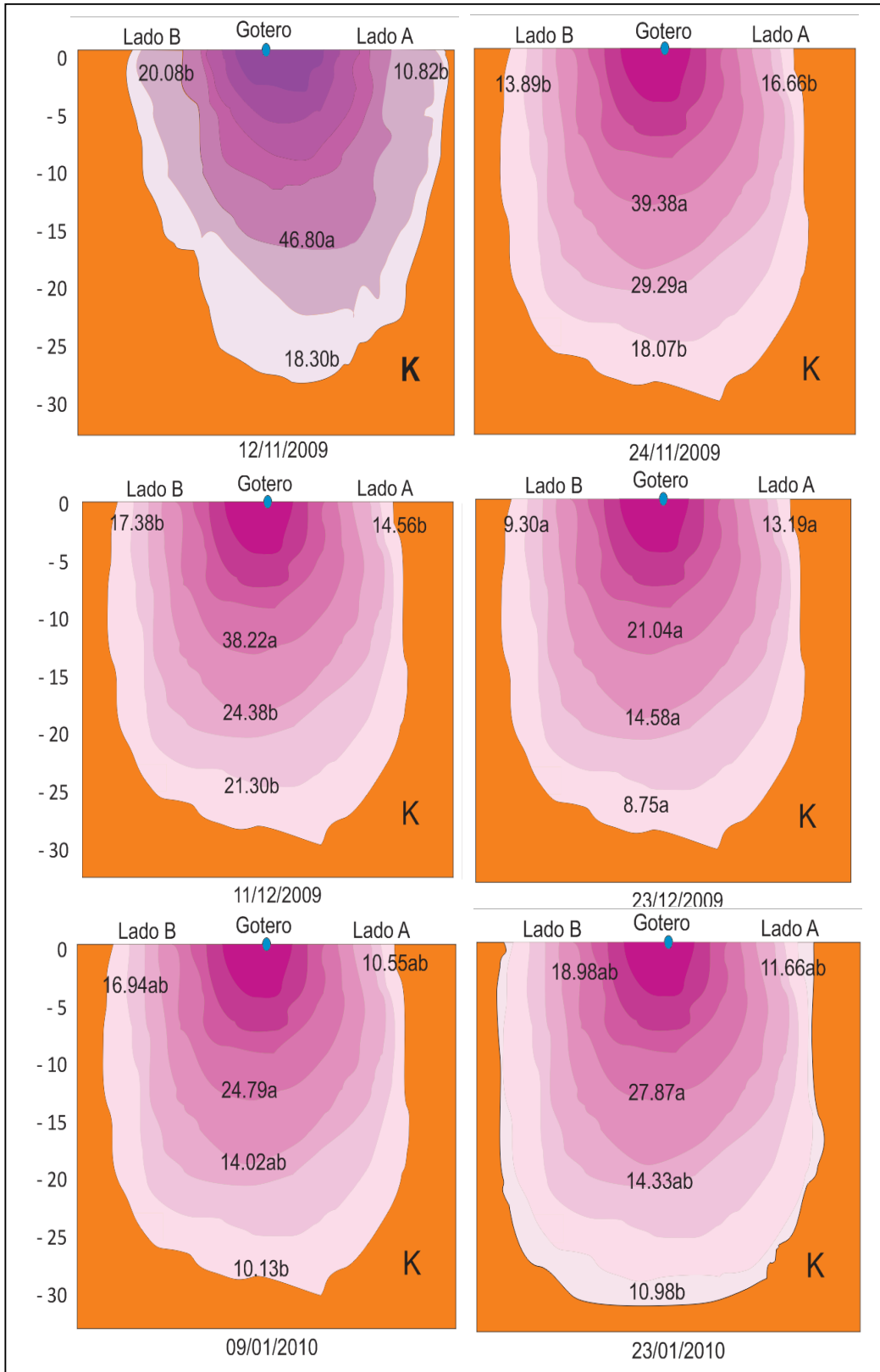


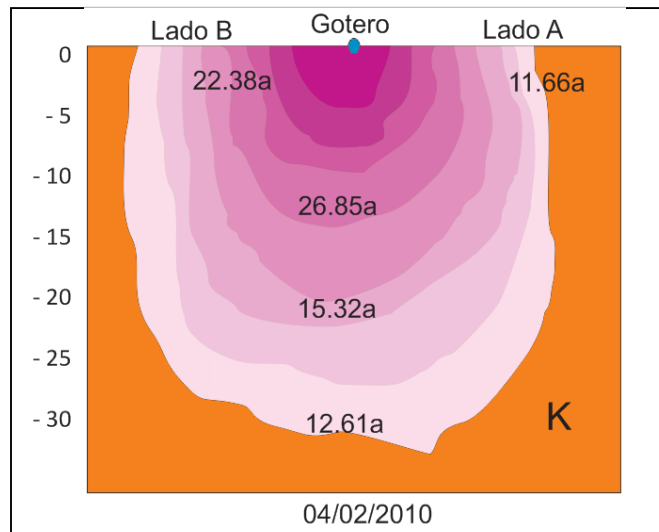


**Figura 13.** Distribución espacio-temporal de fósforo (en ppm) en un suelo tipo vertisol para producción de fresa en Zamora, Mich. Valores en cada Figura con letras diferentes indican diferencias estadísticas significativas entre profundidades (Tukey,  $P=0.05$ ).

La Figura 13 muestra que solo en la fecha de muestreo inicial (Noviembre 12) hubo diferencias estadísticas significativas para la concentración de fósforo en la solución del suelo. En general, se observa que los mayores valores de fósforo se encuentran en las capas superiores, con lo que se demuestra la poca movilidad de éste elemento en el suelo. De acuerdo con Tisdale *et al.* (1985) el fósforo tiene el siguiente coeficiente de difusión:  $1 \times 10^{-8} - 2.4 \times 10^{-11} \text{ cm}^2 \text{ seg}^{-1}$ , esto lo ubica como el elemento menos móvil en el suelo en comparación con los demás nutrientes. Por tal motivo, el acceso del P hacia las raíces ocurre principalmente por interceptación y difusión (Malavolta, 1995).

### 5.1.2 Potasio





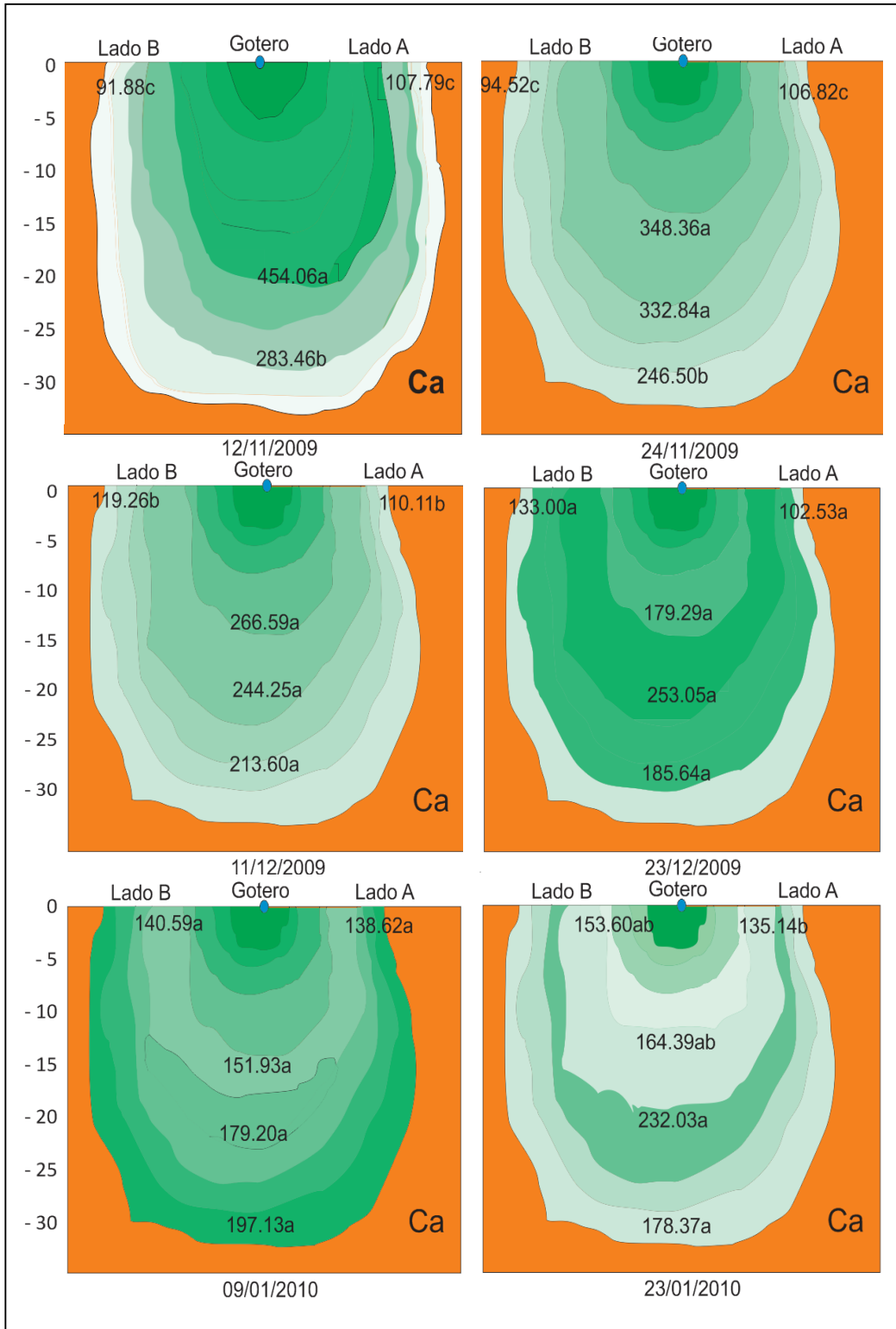
**Figura 14.** Distribución espacio-temporal de potasio (en ppm) en un suelo tipo vertisol para producción de fresa en Zamora, Mich. Valores en cada Figura con letras diferentes indican diferencias estadísticas significativas entre profundidades (Tukey,  $P=0.05$ ).

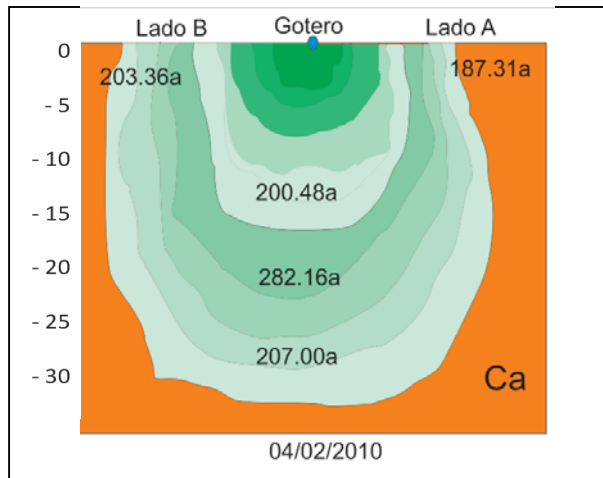
La Figura 14 muestra diferencias estadísticas significativas para la concentración de potasio entre profundidades en la mayoría de las fechas de muestreo con lo que se demuestra la alta movilidad del potasio en el suelo, principalmente, con el movimiento del agua.

De igual manera, se detectó altas concentraciones de potasio en los puntos de muestreo cercanos a los goteros. En términos prácticos, se recomienda que los mayores contenidos nutrimentales en el bulbo húmedo se encuentren cerca de las raíces, en caso contrario, esto significaría que el nutriente se está lixiviando por el exceso de agua de riego.

De acuerdo con Nobel (1999) el coeficiente de difusión del potasio en la solución del suelo, se encuentra en el rango de  $1.4 \times 10^{-6} - 9.5 \times 10^{-7} \text{ cm}^2 \text{ seg}^{-1}$ . Los valores de potasio se mantuvieron constantes durante todas las fechas de muestreo.

### 5.1.3 Calcio





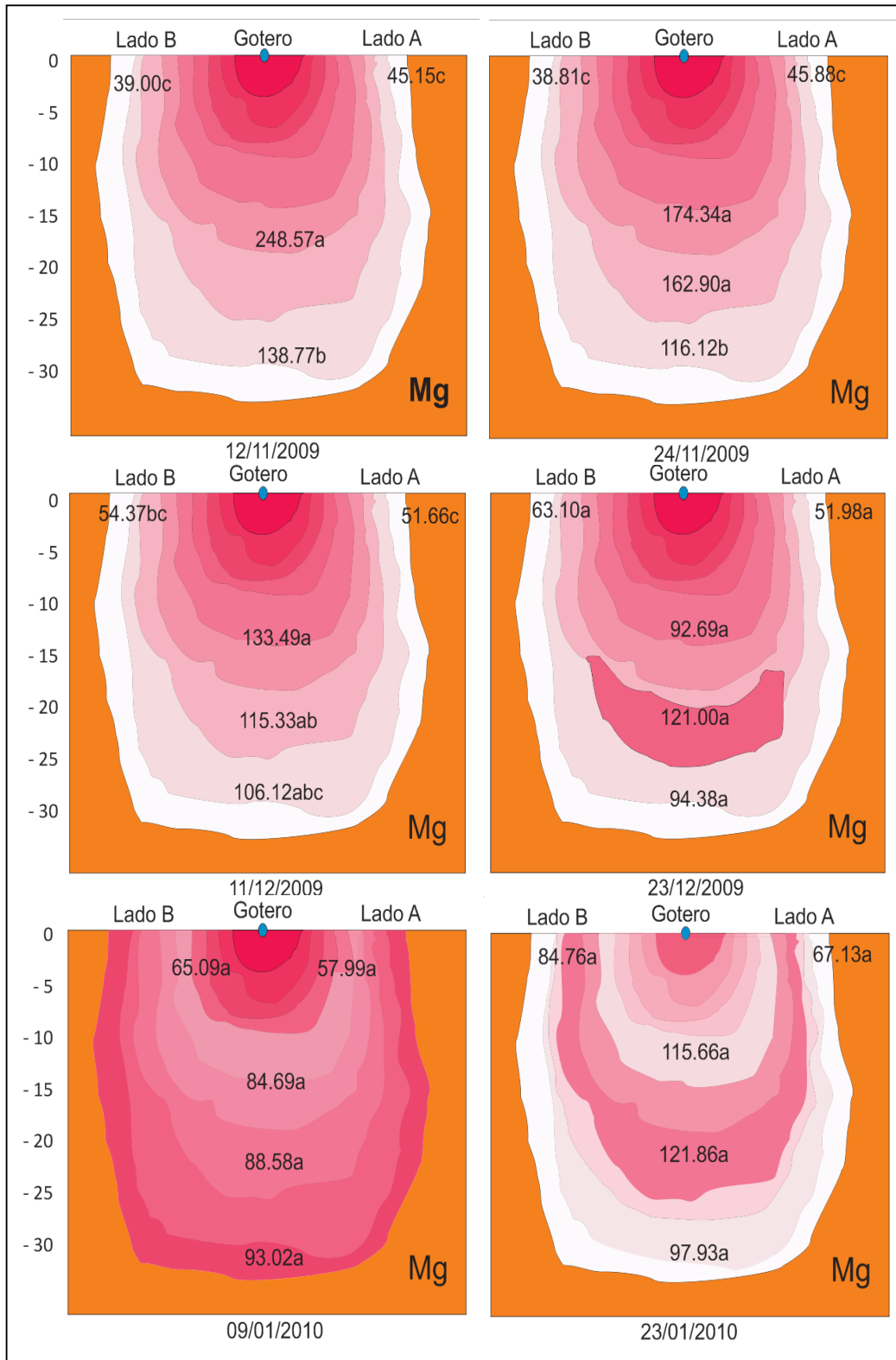
**Figura 15.** Distribución espacio-temporal de calcio (en ppm) en un suelo tipo vertisol para producción de fresa en Zamora, Mich. Valores en cada Figura con letras diferentes indican diferencias estadísticas significativas entre profundidades (Tukey,  $P=0.05$ ).

En la Figura 15 se observa que hubo diferencias estadísticas significativas para las concentraciones de calcio en la solución del suelo entre profundidades de muestreo.

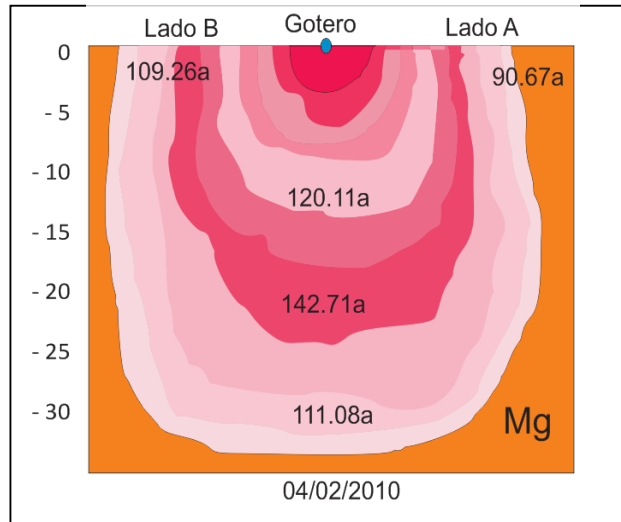
De igual manera que los demás nutrientes, los mayores niveles de calcio se ubicaron cerca del emisor. El calcio es un elemento que se mueve principalmente por flujo de masas. Nobel (1999) indica que la difusión del  $\text{Ca}^{+2}$  oscila, en promedio, entre  $0.9 \times 10^{-7}$  y  $4.0 \times 10^{-7} \text{ cm}^2 \text{ seg}^{-1}$ .

De acuerdo con Sánchez (2011, comunicación personal) la mala distribución del agua en suelo o sustrato genera deficiencias de calcio en hojas nuevas en plantas de fresa, así como una elevada CE ( $> 2.0 \text{ dS m}^{-1}$ ). Con el tiempo, los valores de calcio en la solución del suelo disminuyeron debido a la alta demanda de la fresa en la etapa de floración.

### 5.1.4 Magnesio





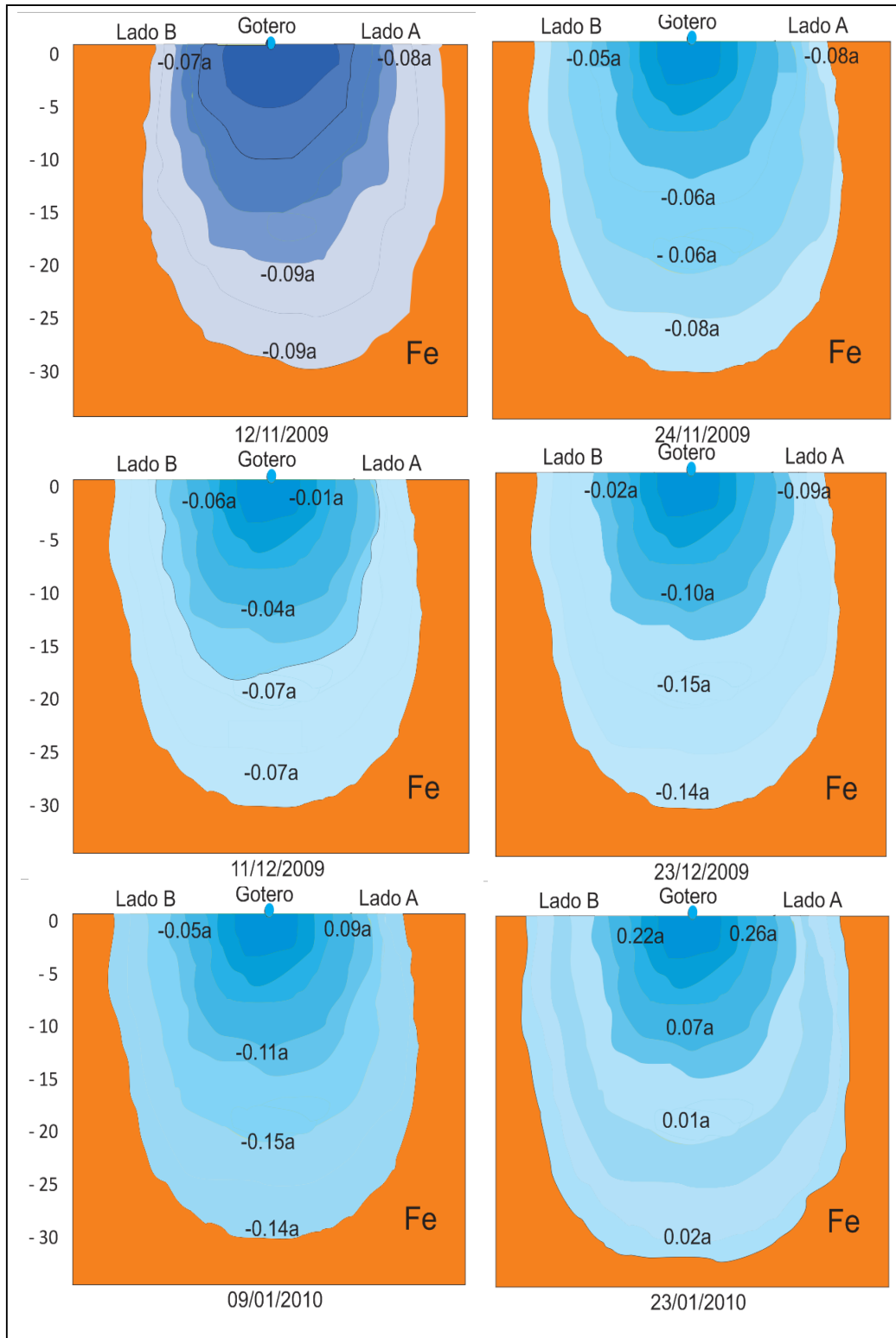


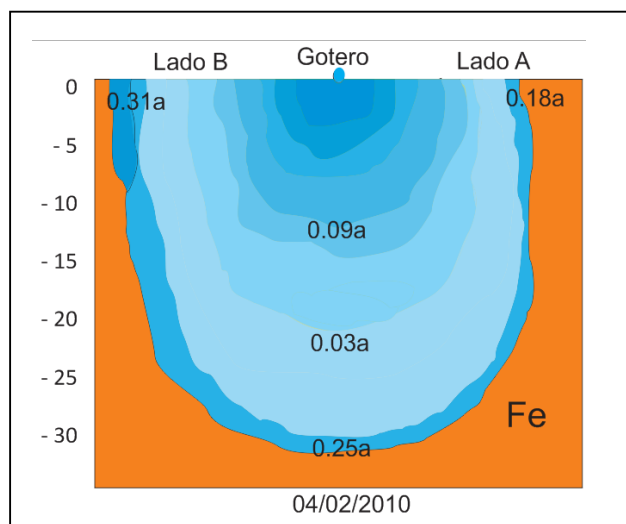
**Figura 16.** Distribución espacio-temporal de magnesio (en ppm) en un suelo tipo vertisol para producción de fresa en Zamora, Mich. Valores en cada Figura con letras diferentes indican diferencias estadísticas significativas entre profundidades (Tukey,  $P=0.05$ ).

La Figura 16 indica diferencias estadísticas significativas para magnesio para las diferentes profundidades, solo hasta el tercer muestreo. Posteriormente no se observa significancia (Tukey = 0.05). Los niveles de magnesio se abatieron conforme transcurrió el tiempo. Como se indicó en materiales y métodos, durante el ciclo del cultivo no se fertirrigó con magnesio, por lo tanto, las considerables reservas de Mg en éste suelo, aportaron cantidades mesurables de éste a la solución del suelo, lo cual permitió desarrollar al cultivo de fresa normalmente y sin presentar deficiencias visuales. De acuerdo con Nobel (1999) el coeficiente de difusión del magnesio oscila entre  $0.6 \times 10^{-7}$  y  $11.5 \times 10^{-7} \text{ cm}^2 \text{ seg}^{-1}$ . La Figura 16 muestra que los niveles de magnesio fueron disminuyendo a través del tiempo en el bulbo húmedo.

## 5.2 Distribución espacial de micronutrientos

### 5.2.1 Hierro



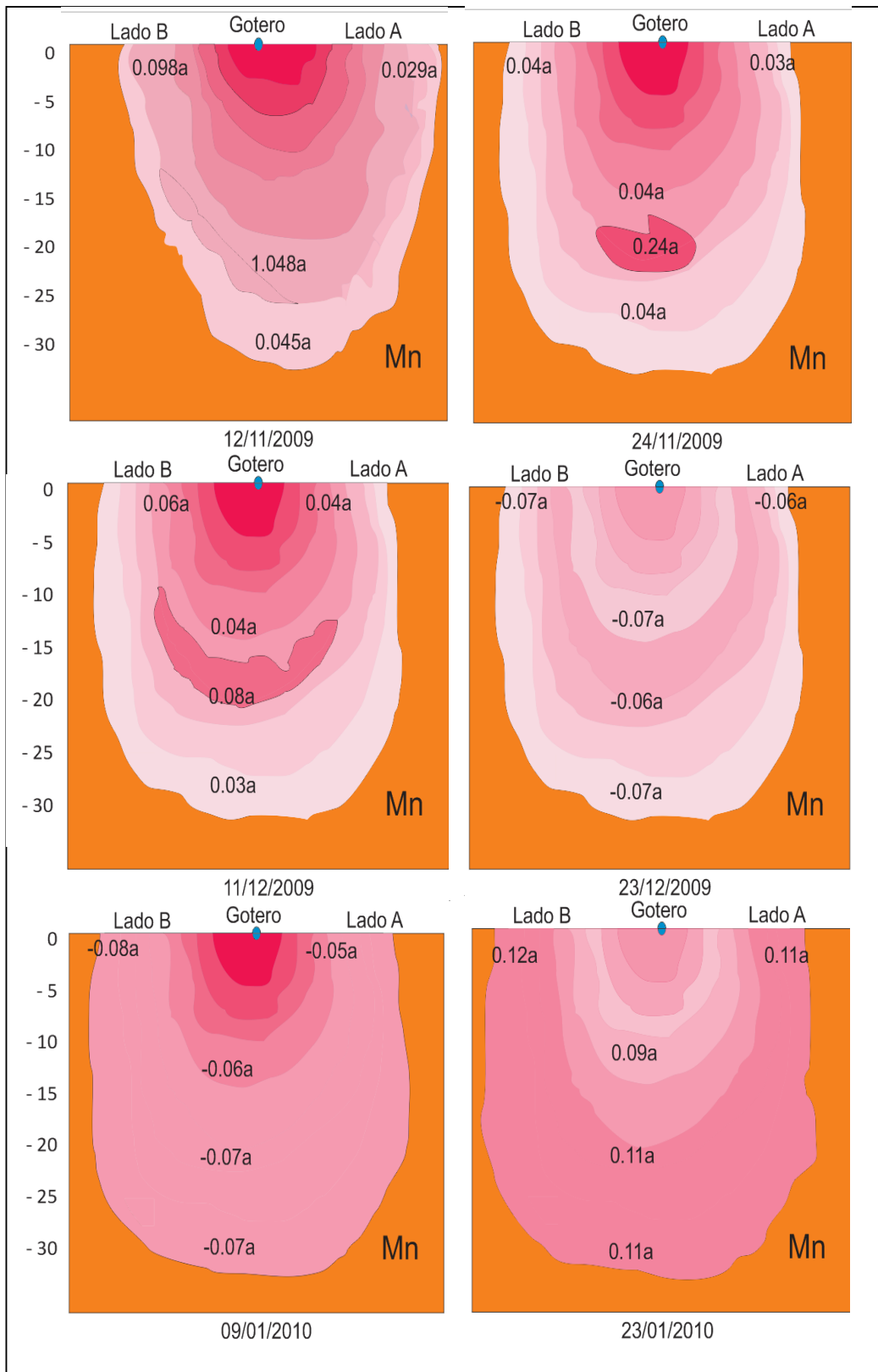


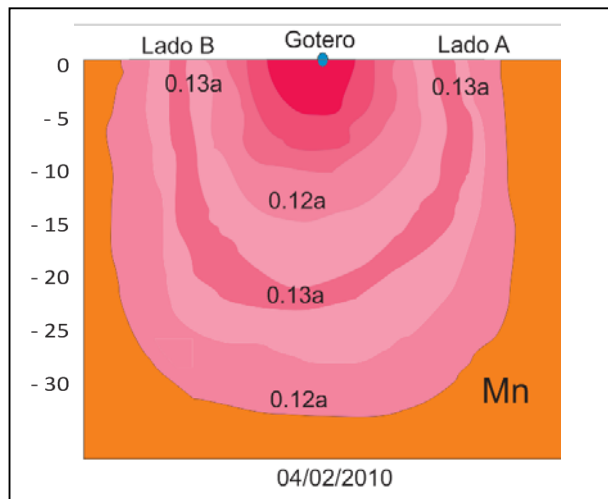
**Figura 17.** Distribución espacio-temporal de hierro (en ppm) en un suelo tipo vertisol para producción de fresa en Zamora, Mich. Valores en cada Figura con letras diferentes indican diferencias estadísticas significativas entre profundidades (Tukey,  $P=0.05$ ).

La Figura 17 muestra que no existieron diferencias estadísticas significativas para la concentración de hierro en la solución del suelo. En general, se observa que los mayores valores de hierro se encuentran en las capas superiores, con lo que se demuestra la poca movilidad de éste elemento en el suelo.

De igual manera, se detectó altas concentraciones de hierro en los puntos de muestreo cercanos a los goteros. En términos prácticos, se recomienda que los mayores contenidos nutrimentales en el bulbo húmedo se encuentren cerca de las raíces, en caso contrario, esto significaría que el nutriente se está lixiviando por el exceso de agua de riego.

## 5.2.2 Manganeso

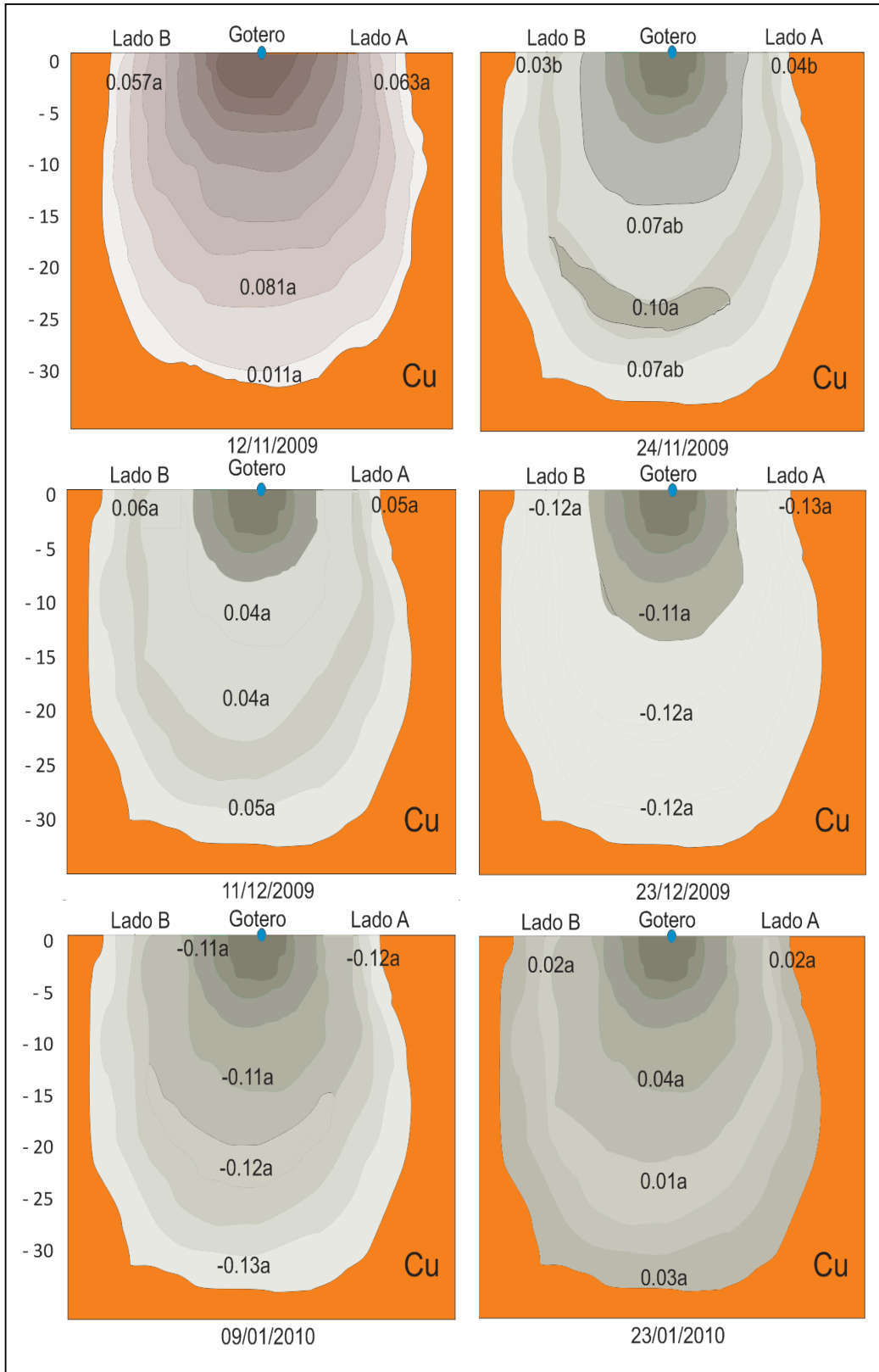


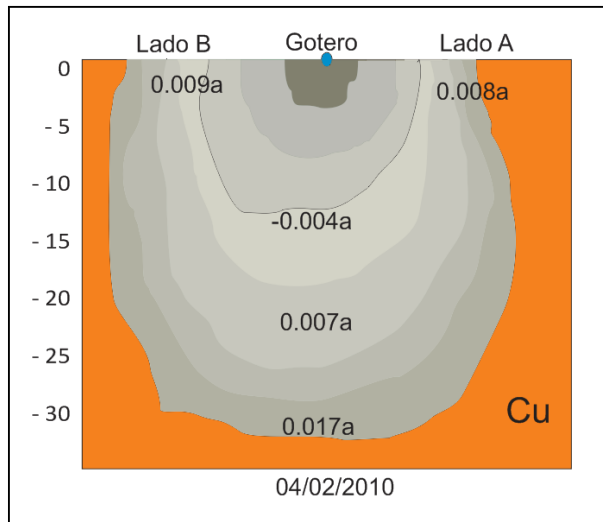


**Figura 18.** Distribución espacio-temporal de manganeso (en ppm) en un suelo tipo vertisol para producción de fresa en Zamora, Mich. Valores en cada Figura con letras diferentes indican diferencias estadísticas significativas entre profundidades (Tukey,  $P=0.05$ ).

La Figura 18 muestra que no existió diferencia estadística significativa en las fechas de muestreo, para la concentración de manganeso en la solución del suelo. En dicha gráfica se observa que los valores de manganeso varían aritméticamente en las fechas muestreadas y en las diversas capas. Al igual que el fósforo el manganeso su acceso es principalmente por difusión (Malavolta, 1995). Su movilidad en el suelo es baja. Lo que indica que es indispensable que se realice la aplicación de éste en el momento oportuno y cerca de la zona de goteo. De igual manera, es recomendable hacer aplicaciones foliares para ayudar al cultivo de fresa en etapas de mayor demanda de dicho elemento. La absorción del Mn se mostró variable durante las fechas de muestreo.

### 5.2.3 Cobre

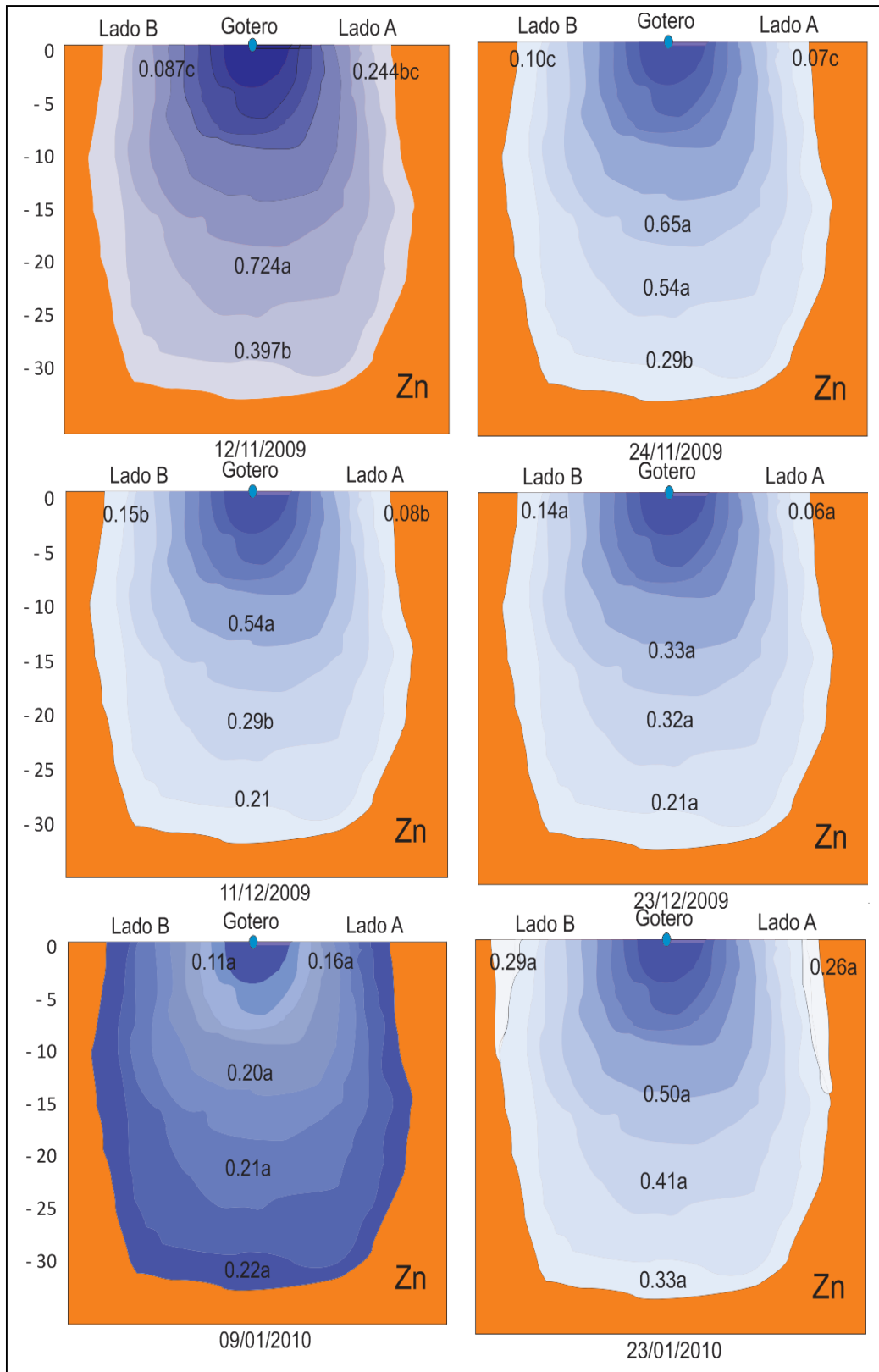




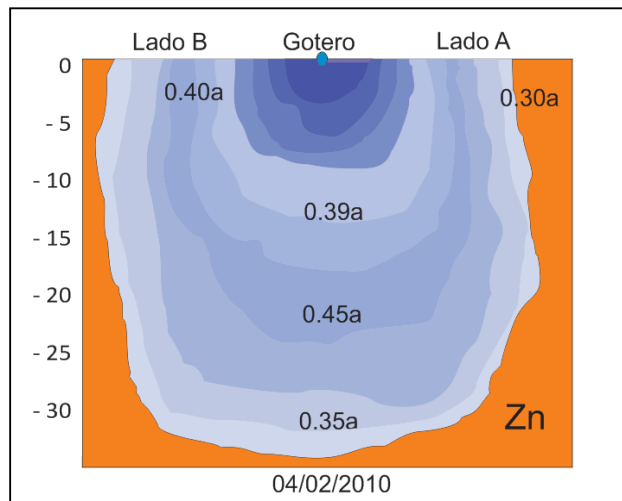
**Figura 19.** Distribución espacio-temporal de cobre (en ppm) en un suelo tipo vertisol para producción de fresa en Zamora, Mich. Valores en cada Figura con letras diferentes indican diferencias estadísticas significativas entre profundidades (Tukey,  $P=0.05$ ).

La Figura 19 muestra diferencias estadísticas significativas para la concentración de cobre entre profundidades en la segunda fecha de muestreo (noviembre 24) con lo que se demuestra la baja movilidad del cobre en el suelo. Principalmente, su movimiento en la solución del suelo se presenta por intercepción (Malavolta, 1995). Por lo anterior, se recomienda que los mayores contenidos nutrimentales en el bulbo húmedo se encuentren cerca de las raíces, en caso contrario, esto significaría que el nutriente se está lixiviando por el exceso de agua de riego.

## 5.2.4 Zinc



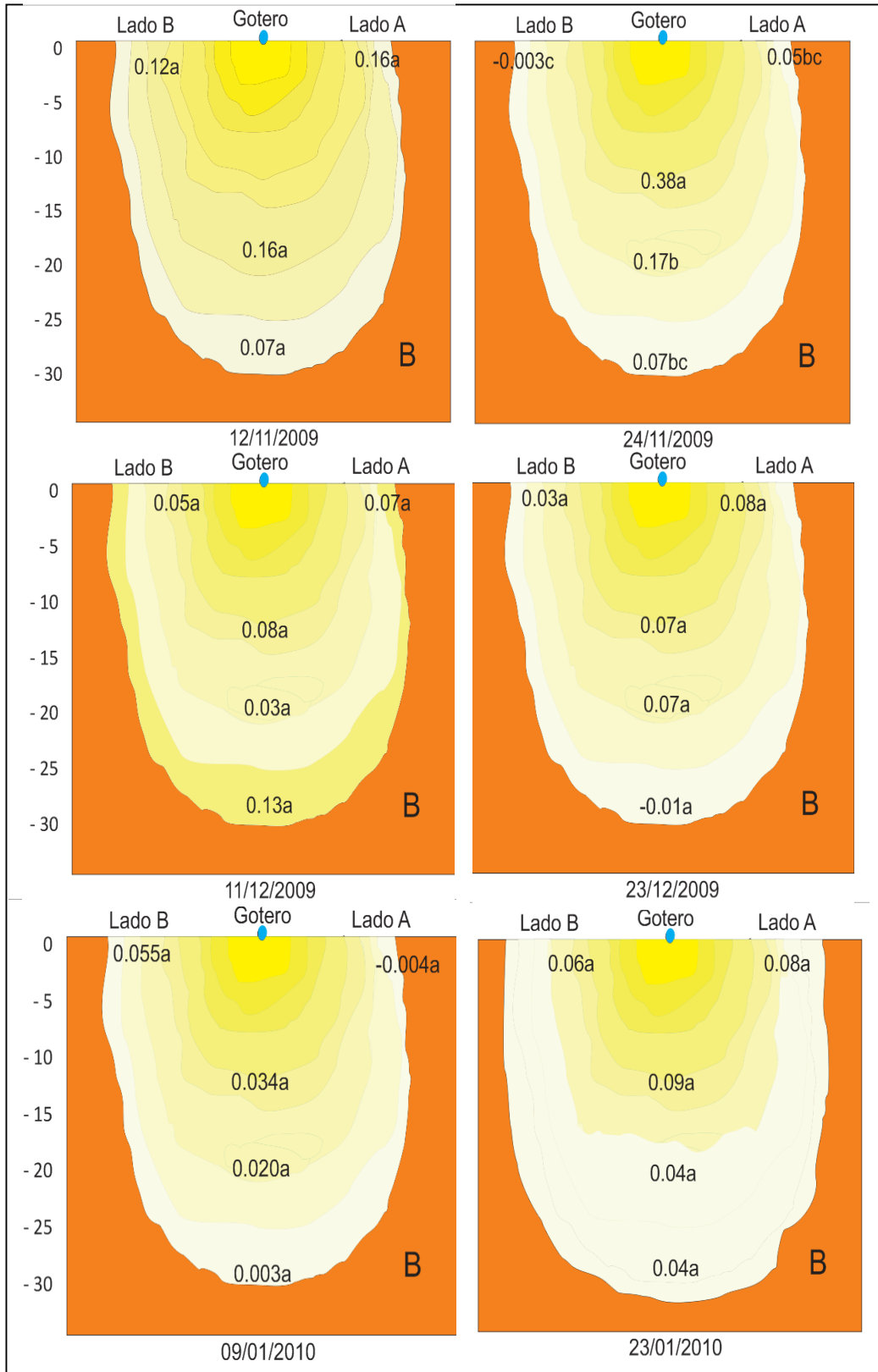


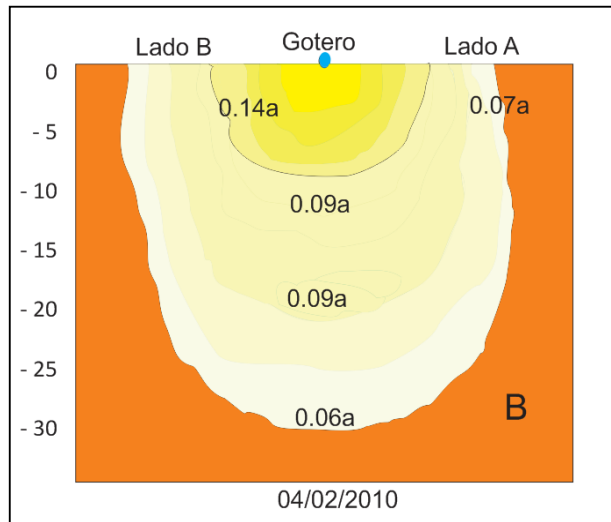


**Figura 20.** Distribución espacio-temporal de zinc (en ppm) en un suelo tipo vertisol para producción de fresa en Zamora, Mich. Valores en cada Figura con letras diferentes indican diferencias estadísticas significativas entre profundidades (Tukey,  $P=0.05$ ).

La Figura 20 indica diferencias estadísticas significativas en zinc para las diferentes profundidades, en las tres primeras fechas de muestreo (noviembre 12, noviembre 24 y diciembre 11). Posteriormente no se observa significancia (Tukey = 0.05). Los niveles de zinc se abatieron conforme transcurrió el tiempo. Lo que indica que la planta tuvo suficiente zinc para su crecimiento y desarrollo óptimo el cual se reflejó en el rendimiento de frutos por hectárea. Las fechas de muestreo en las que hubieron diferencias corresponden en la etapa de inicio de producción y cosecha, por lo que en estas etapas la concentración de cobre estuvo por encima de los valores recomendados para fresa en la solución del suelo (0.025 ppm).

## 5.2.5 Boro

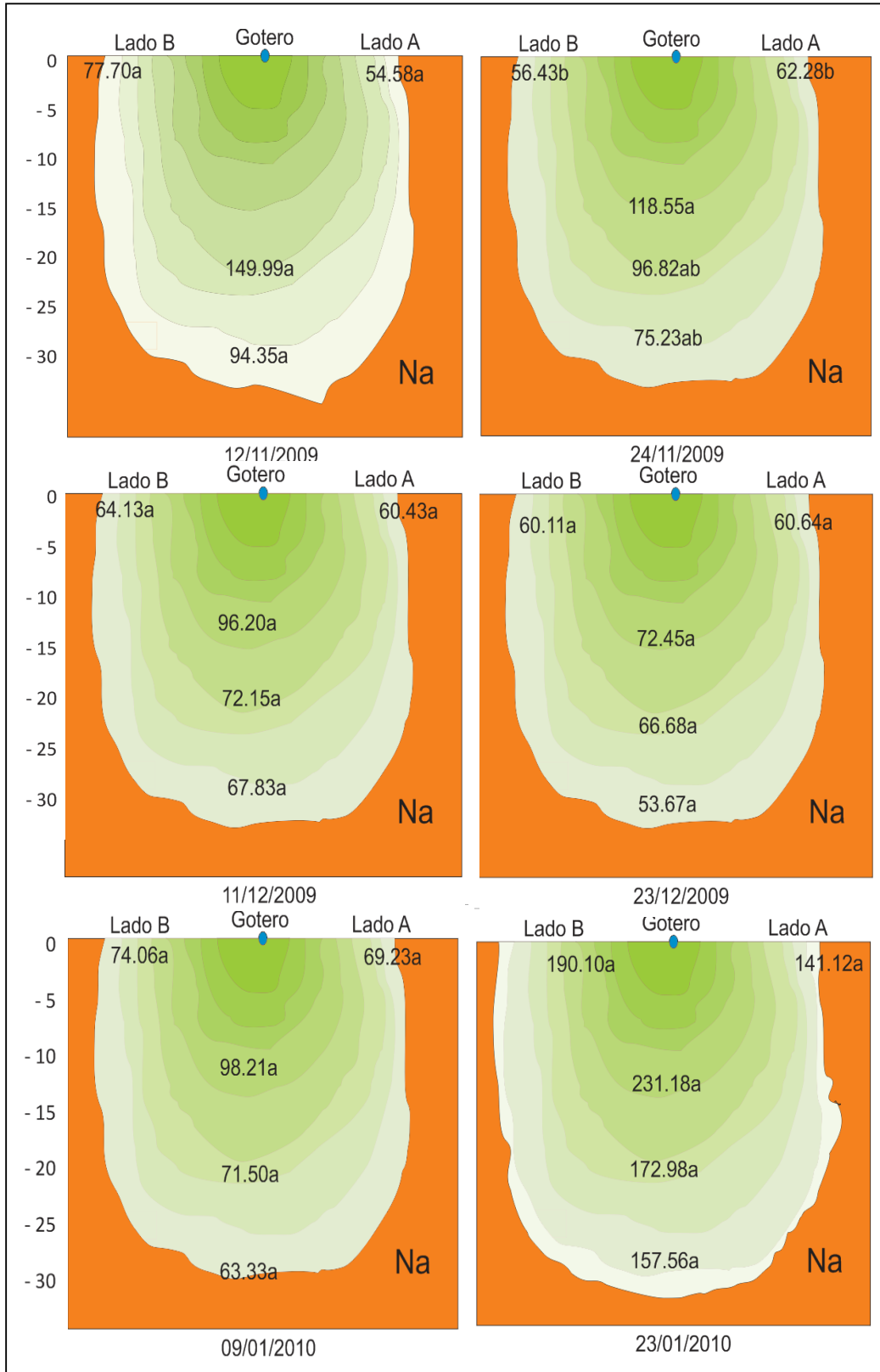


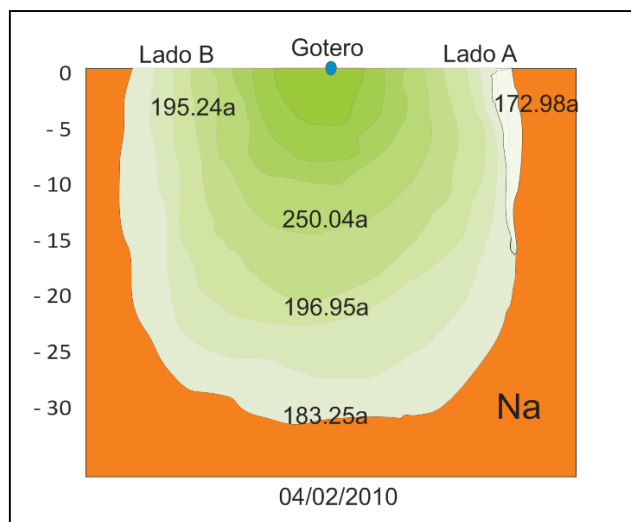


**Figura 21.** Distribución espacio-temporal de boro (en ppm) en un suelo tipo vertisol para producción de fresa en Zamora, Mich. Valores en cada Figura con letras diferentes indican diferencias estadísticas significativas entre profundidades (Tukey,  $P=0.05$ ).

La Figura 21 muestra diferencias estadísticas significativas para la concentración de boro en las profundidades evaluadas en la segunda fecha de muestreo (noviembre 24) con lo que se demuestra la baja movilidad del boro en el suelo. Principalmente, su dinámica en la solución del suelo se lleva a cabo por flujo de masas (Malavolta, 1995). La planta de fresa es altamente demandante de boro, por lo tanto, una deficiencia de éste en el cultivo puede reducir su contenido en los tejidos fotosintéticos y afectar el crecimiento reproductivo (Brown y Hu, 1998).

## 5.2.6 Sodio



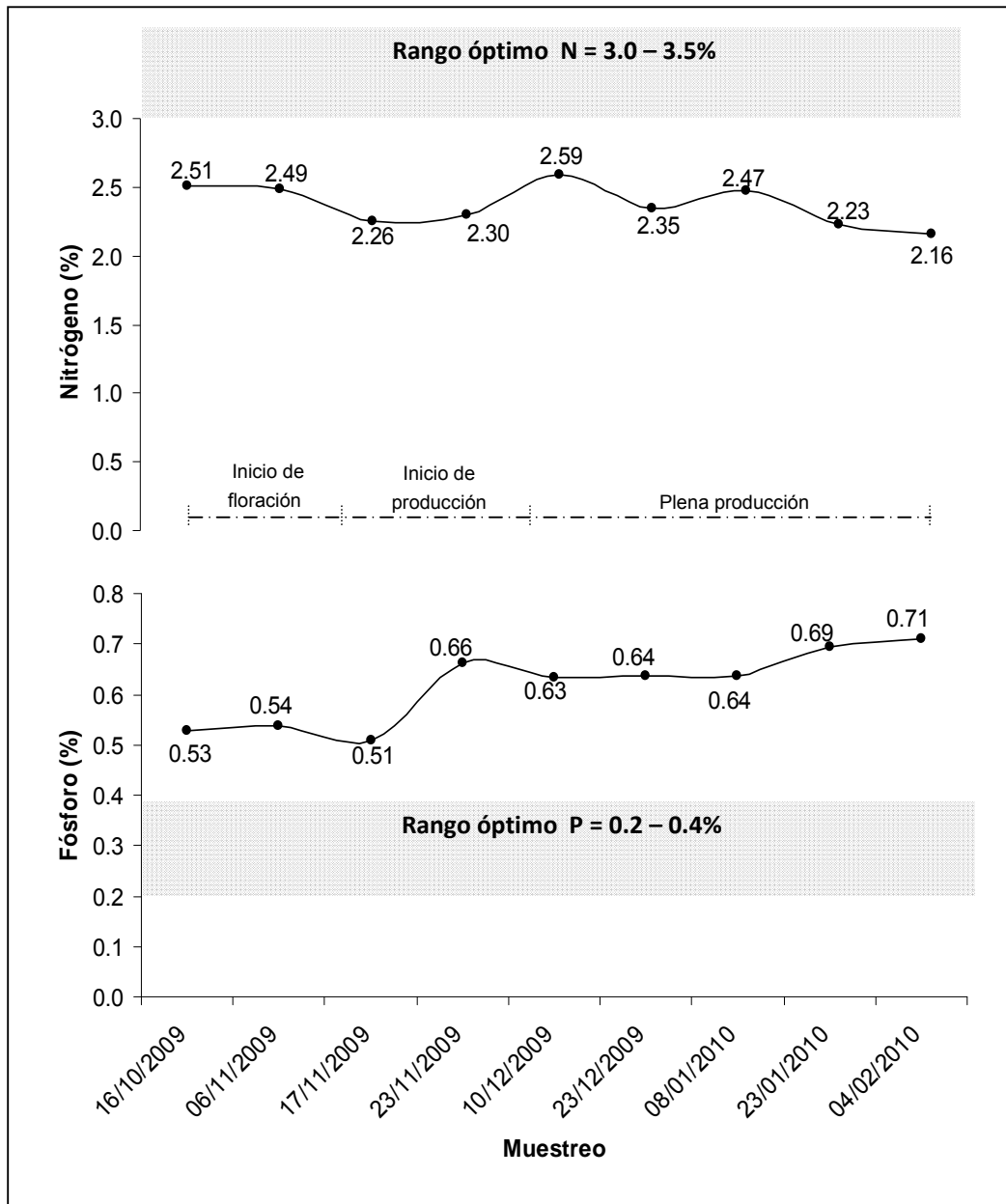


**Figura 22.** Distribución espacio-temporal de sodio (en ppm) en un suelo tipo vertisol para producción de fresa en Zamora, Mich. Valores en cada Figura con letras diferentes indican diferencias estadísticas significativas entre profundidades (Tukey,  $P=0.05$ ).

La Figura 22 muestra diferencias estadísticas significativas para la concentración de sodio en las profundidades evaluadas en la segunda fecha de muestreo (noviembre 24). El sodio es un elemento de fácil movilidad, se desplaza mediante el flujo de masas. En la presente investigación no se realizó aplicaciones de sodio, la concentración fue mayor en las capas superficiales del suelo posiblemente porque el agua de riego contenía cantidades moderadas de dicho elemento (46.9 ppm).

### 5.3. Contenido nutrimental en hojas de fresa

El contenido de nitrógeno durante el inicio y la plena fructificación, osciló entre 2.16 y 2.59 %, comportamiento que se mantuvo durante la evaluación. Se observa una tendencia que conforme transcurren los días durante la fructificación el contenido de nitrógeno en hoja disminuye, lo cual no es considerable (Figura 23).



**Figura 23.** Contenido de nitrógeno y fósforo en hojas de fresa en Zamora, Mich.

El abatimiento del nitrógeno en hoja se debe seguramente a que éste forma parte estructural de compuestos orgánicos que posteriormente son incorporados a los frutos.

En el caso de fósforo sucede lo contrario, al transcurrir los días, en fructificación, el contenido de dicho nutrimento es mayor en el follaje del cultivo (Figura 23), ya que este elemento participa mayormente en el proceso de floración.

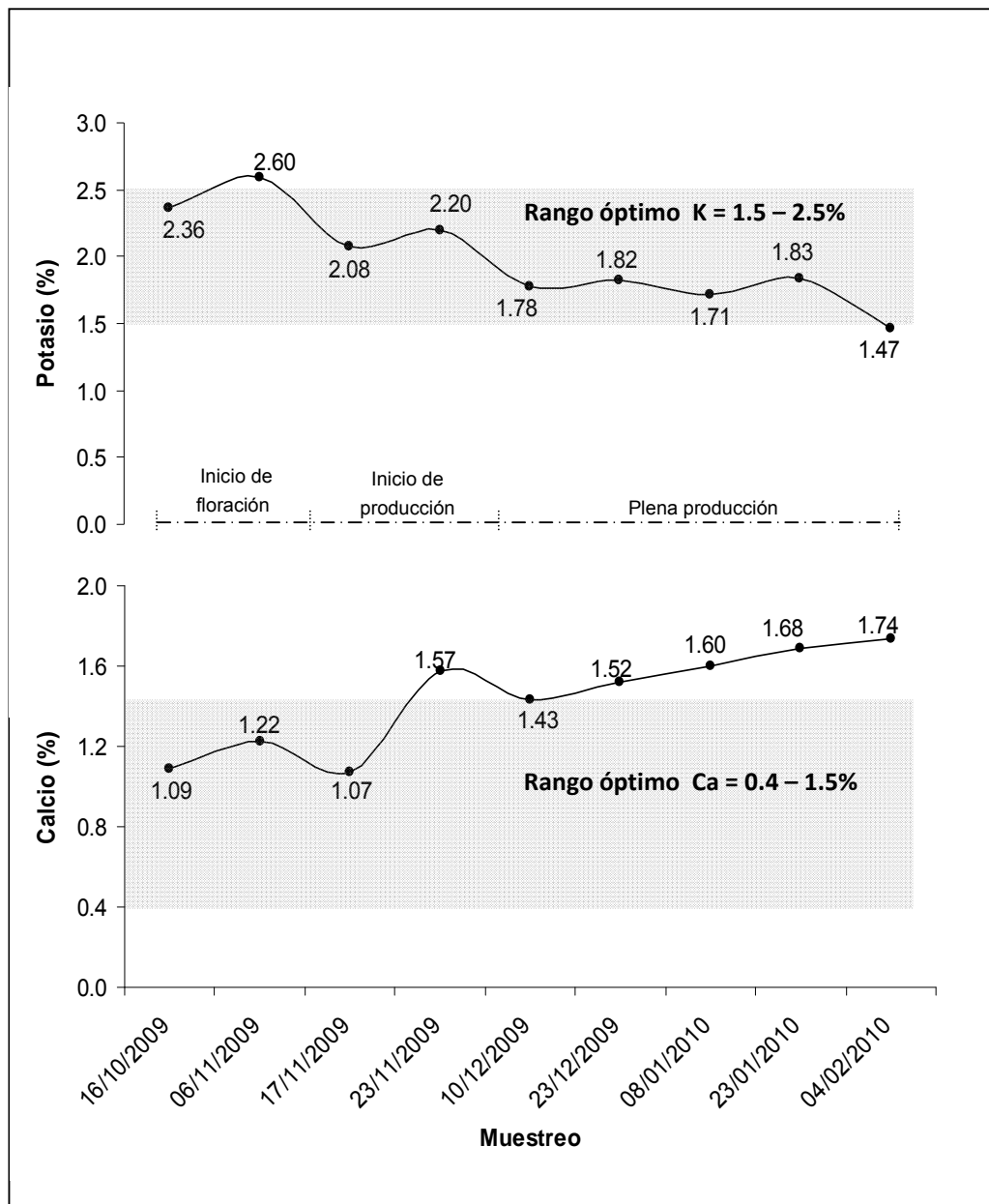
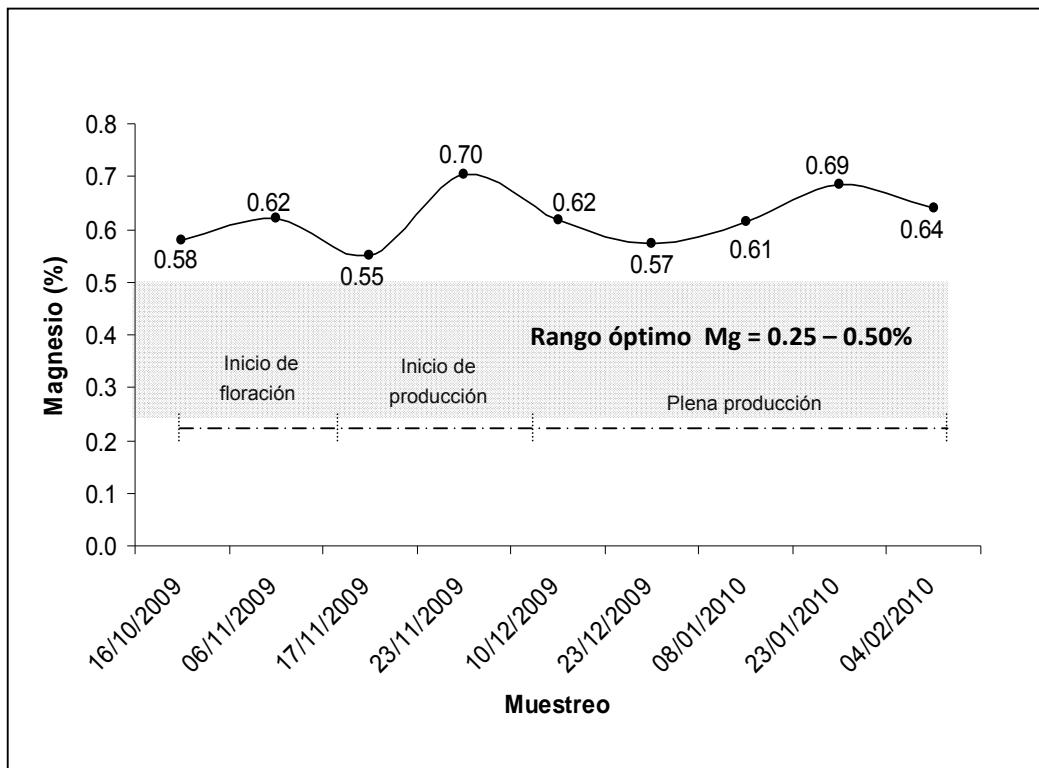


Figura 24. Contenido de potasio y calcio en follaje de fresa en Zamora, Mich.

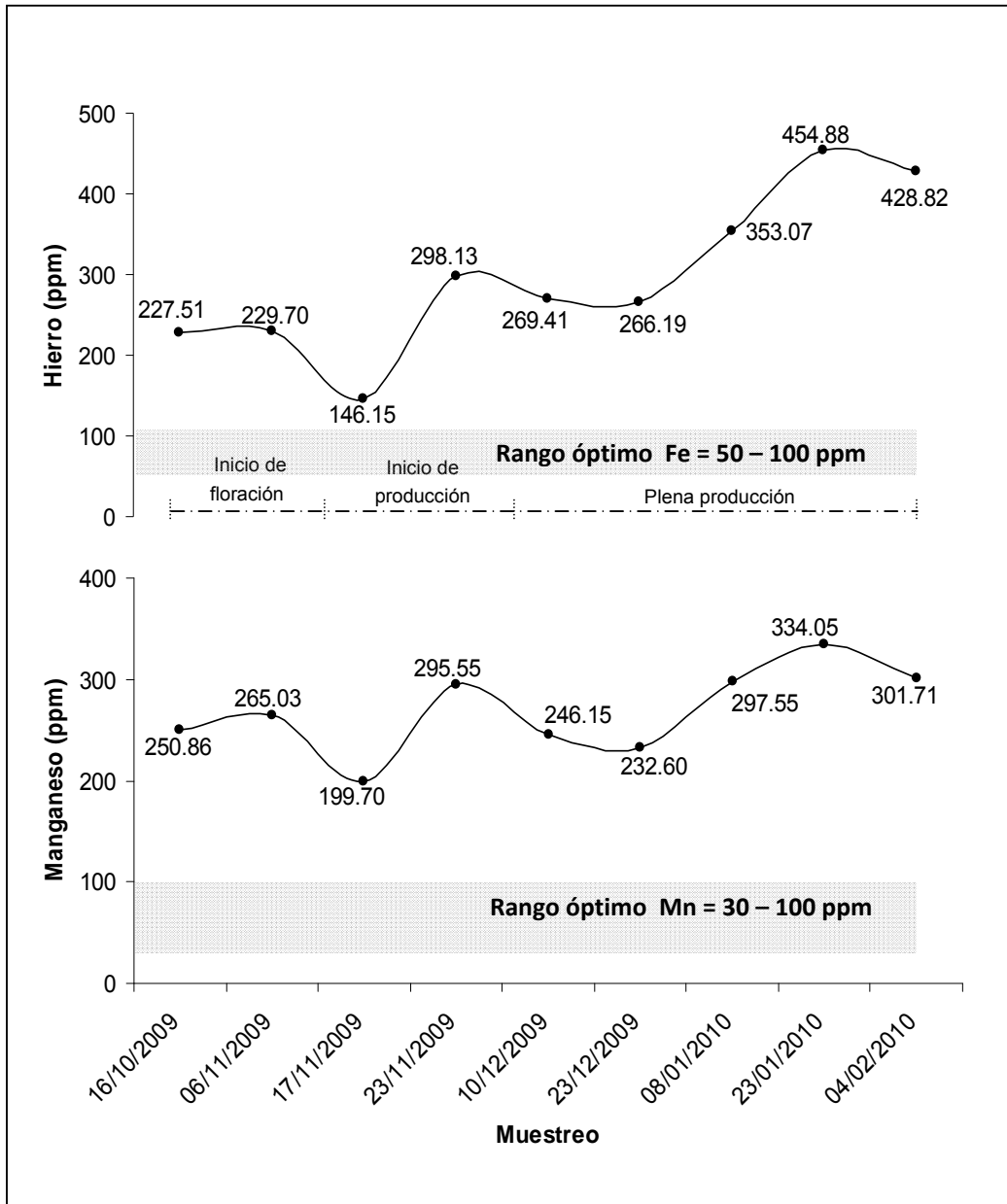
Conforme transcurren los días en fructificación de fresa, el contenido de potasio en follaje, al igual que el nitrógeno, disminuye ya que este elemento participa en el llenado de fruto, mientras que para calcio existe un incremento debido a que este tiene mayor influencia en el proceso de floración, que es cuando mayormente se demanda (Figura 23).



**Figura 25.** Contenido de magnesio en follaje de fresa en Zamora, Mich.

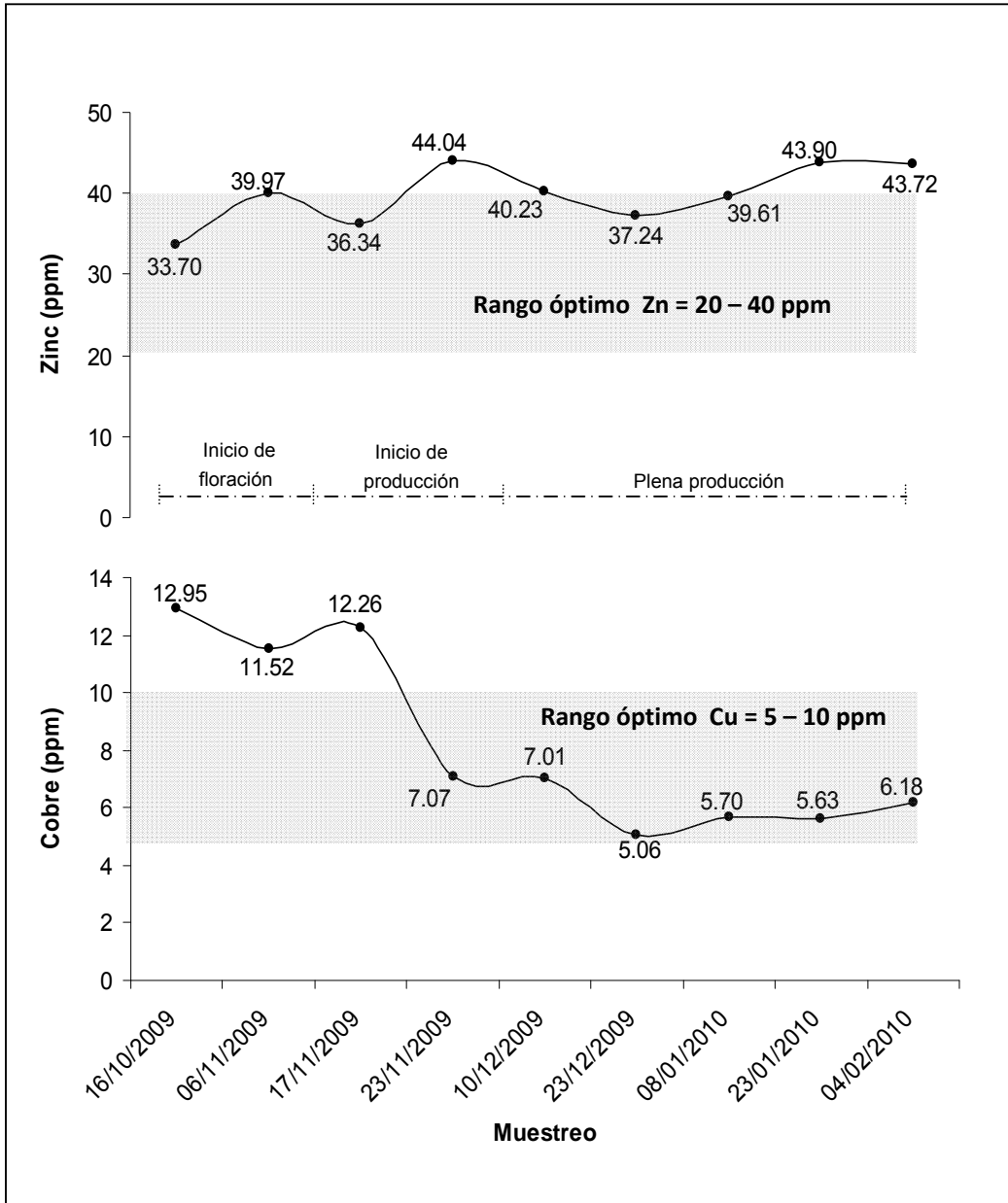
El magnesio no presentó una tendencia definida en cuanto a su contenido en follaje, éste osciló entre 0.58 y 0.64 %, durante las fechas evaluadas.





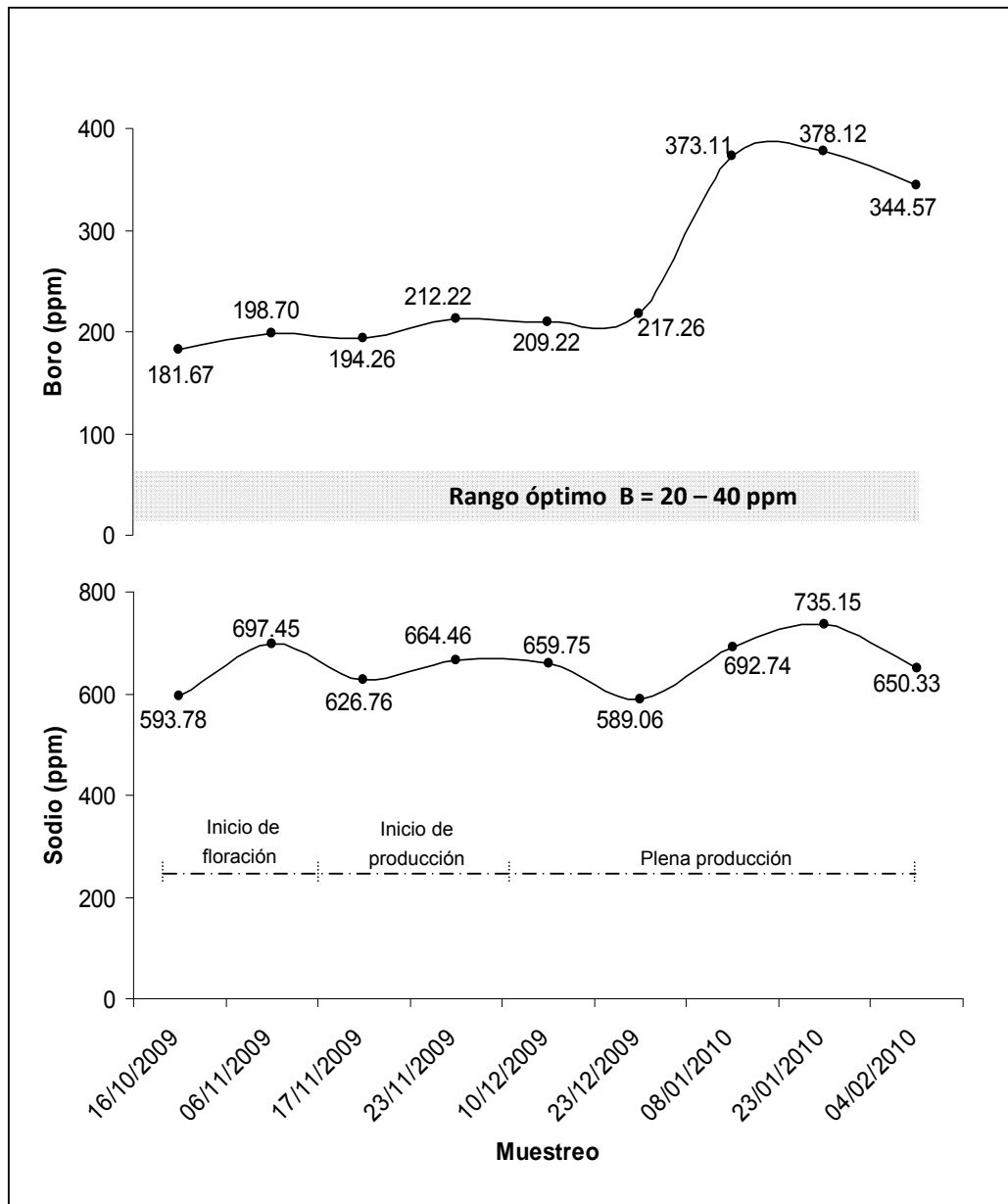
**Figura 26.** Contenido de hierro y manganeso en follaje de fresa en Zamora, Mich.

Los niveles de hierro, manganeso y zinc en hojas de fresa oscilaron entre 146.15 y 454.88 ppm, 199.7 a 334.05 ppm y 33.7 a 43.9 ppm, respectivamente, con tendencia a la alza conforme transcurrían los días (Figuras 26 y 27). El cultivo de fresa es muy sensible a la disponibilidad de micronutrientes y los síntomas visuales de deficiencia se observan incluso a un pH del suelo de 7.5.



**Figura 27.** Contenido de zinc y cobre en follaje de fresa en Zamora, Mich.

En la Figura 27 se observa que el cobre se demanda fuertemente en la etapa de producción ya que los niveles de este fueron abatidos considerablemente a partir del tercer muestreo (Figura 27).



**Figura 28.** Contenido de boro y sodio en follaje de fresa en Zamora, Mich.

La variedad de fresa Camarillo® es altamente demandante de boro durante la floración, lo cual se observa en la Figura 28, donde se muestra la disminución de este elemento desde la floración hasta la fase de producción plena. En el periodo de fructificación el rango óptimo de concentración de boro osciló entre 181.67 y 378.12 ppm. Aunque el sodio no juega un papel importante en la nutrición de fresa, excesos de éste puede dañar a la planta y en consecuencia, la producción. Su contenido osciló entre 589.06 y 735.15 ppm (Figura 28).

## 5.4 Rendimiento

El rendimiento es el resultado de la interacción de factores bióticos y abióticos sobre la planta. El Cuadro 2 muestra el análisis de los rendimientos obtenidos por corte durante el experimento. En éste se observa que los mayores rendimientos se consiguieron en las últimas semanas del mes de enero, debido a que en estas fechas ya se contaba con mayor número de coronas por planta.

**Cuadro 2.** Rendimiento de frutos de fresa en Zamora, Mich.

Fecha de muestreo	Rendimiento por hectárea	
	Número de frutos	Kilogramo
21/12/2009	9667 cd	217.5 cd
23/12/2009	9000 d	202.5 d
26/12/2009	10000 cd	225.0 cd
28/12/2009	11000 cd	247.5 cd
30/12/2009	12000 bcd	270.0 bcd
02/01/2010	13333 abcd	300.0 abcd
04/01/2010	12667 abcd	285.0 abcd
06/01/2010	13333 abcd	300.0 abcd
08/01/2010	15333 abcd	345.0 abcd
10/01/2010	12333 bcd	277.5 bcd
12/01/2010	11667 cd	262.5 cd
14/01/2010	12333 bcd	277.5 bcd
16/01/2010	11333 cd	255.0 cd
18/01/2010	11333 cd	255.0 cd
20/01/2010	15333 abcd	345.0 abcd
24/01/2010	15667 abcd	352.5 abcd
26/01/2010	18667 ab	420.0 ab
28/01/2010	19333 a	435.0 a
30/01/2010	11667 cd	262.5 cd
06/02/2010	18667 ab	420.0 ab
08/02/2010	16333 abc	367.5 abc
CV(%)	16.4	16.4
<b>Rendimiento total (49 días)</b>	<b>6.3 ton ha<sup>-1</sup></b>	

El rendimiento promedio en la zona fresera de Michoacán se considera de 30 ton ha<sup>-1</sup> y un excelente rendimiento oscila cerca de las 90 ton ha<sup>-1</sup>, esto es en el ciclo completo (septiembre - junio).

## VI. CONCLUSIONES

El presente estudio permitió conocer la movilidad de algunos iones en la solución de un suelo tipo vertisol. Se observaron diferencias estadísticas significativas para  $\text{H}_2\text{PO}_4^-$ ,  $\text{K}^+$ ,  $\text{Ca}^{+2}$ ,  $\text{Mg}^{+2}$ ,  $\text{Cu}^{+2}$ ,  $\text{Zn}^{+2}$ ,  $\text{H}_2\text{BO}_3^-$  y  $\text{Na}^+$  en las diferentes profundidades de muestreo durante el ciclo del cultivo de fresa. A excepción del fósforo, el movimiento de los iones está en función de la dinámica del agua en el suelo.

El análisis de tejido foliar en fresa mostró que el fósforo, boro, calcio, hierro, manganeso y zinc se demandan mayormente en la etapa de floración y el nitrógeno, potasio y cobre, en la etapa de producción.

## VII. LITERATURA CONSULTADA

- Albregts, E. E., C. M. Howard, and C. K. Chadler. 1991. Strawberry responses to K rate on a fine sand soil. *Hortscience* 26:135-138 pp.
- Alcantar, G. G. y T. L. Trejo. 2008. *Nutrición de cultivos*. Colegio de Postgraduados. Editorial Mundi-Prensa.
- Anderson, M.S. 1960. History and development of soil testing. *J. Agric. Food Chem.* 8:84-87.
- Aragüés R.; Millán M. (1986). *Métodos de medida de la salinidad del suelo*. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. Instituto de Investigaciones Agrarias. Madrid. 172 pp.
- Bajracharya, K. Barry D. (1993). Mixing cel models for nonlinear equilibrium single species adsorption and transport. *Journal of Contaminant Hydrology* 12: 227-243.
- Barry D.; Bajracharya, K. (1995). Optimized Muskingum-Cunge solution method for solute transport with equilibrium. *Freundlich Reactions* 18:221-238.
- Bianchi, P. G. 1999. *Guía completa del cultivo de fresa*. Editorial De Vianchi, España.
- Briggss, L.; McCall A. (1904). An artificial root for inducing capillary movement of soil moisture. *Science*, 20:566-569.
- Brown, P. H. and H. Hu. 1998. Phloem boron mobility in diverse plant species. *Bot. Acta* 111: 331-335
- Brusseau M. (1991). Nonequilibrium transport of organic chemicals: the impact of pore-water velocity. *Journal of Contaminant Hydrology* 9: 353-368.
- Burgueño C. 1994. *Fertirrigación de cultivos Hortícolas*. Manual Teórico-Práctico.
- Cadahía, C.1998. *Fertirrigación de cultivos Hortícolas y ornamentales*. Editorial Mundi-Prensa. Madrid, España.
- Carnol, M., Ineson P.; Dickinson Al. 1997. Soil solution nitrogen and cations influenced by  $(\text{NH}_4)_2\text{SO}_4$  deposition in a coniferous forest. *Environmental Pollution* 50.
- Daubney, C. 1845. VII Memoir on the rotation of crops and on the quantity of inorganic matter abstrated from the soil by various plants under different circumstances. *R. Soc. London Philos. Trans.* 135:179-253.

- Etchevers, J.D., P. Anzástiga, V. Volke y G. Etchevers. 1988. Correlación y calibración de métodos químicos para la determinación de fósforo disponible en suelos del estado de Puebla. *Agrociencia* 65: 161-178.
- Fireman, M. and Wadleigh, C.H. 1951. A statistical study of the relation between pH and the exchangeable-sodium-percentage of western soils. *Soil Sci.* 71: 237-285.
- Fenn L.; Hossner L. (1985). Volatilization from Ammonium-Forming Nitrogen Fertilizers. Stewart et al. *Advances in Soil Science*. Vol 1. Springer-Verlag. 145-160 pp.
- Galleta, G. J., and D. G. Himelrick. 1990. *Small fruit crop management*. Prentice Hall. New Jersey, USA.
- Gavande S. A. (1982). *Física de suelos*. Ed. Limusa. Mexico. 351 pp.
- Gomis, V., Boluda N., Ruiz F. 1995. Application of a model for simulating transport of reactive multispecies components to the study of the hydrochemistry of salt water intrusions. *Journal of Contaminant Hydrology*, 22: 67-81 pp.
- González A.; Romero E.; Orihuela D.; Garrido R.; Carpena R: M.; Rodríguez A. R.; Rodríguez C. T. (1999). Evaluación de toma muestras de agua de suelo en la parcela experimental de la Rábida, Palos de la Frontera, Huelva. *Estudios de la Zona no Saturada del Suelo IV Jornadas de Investigación en la Zona no Saturada, Valle Guerra, Tenerife*. 3-5 Nov 99, 19-24; 15 ref.
- Guttridge, C. G. 1985. *Fragaria x ananassa*. In: *CRC Handbook of flowering*, Vol 3. (Halevy A., Ed.), CRC Press, Boca Raton, Florida. pp 16-33.
- Haberhauer G. (1997). Adsorption behavior of suction cup materials. *Bericht über die 7. Lysimetertagung "Lysimeter und Nachhaltige Landnutzung"* 7, 8. Und 9. 27-31; 7 ref.
- Häfele S.; Wopereis M; Boivin P.; N'Diaye A. (1999). Effect of puddling on soil desalinization and rice seedling survival in the Senegal River Delta. *Soil & Tillage Research* n° 51: 35-46.
- Hancock, J. F. 1999. *Strawberries*. CABI Publishing. Cambridge, U. K.
- Hartch D.; Jarvis S.; Rook A.; Bristow A. (1997). Ionic contents of leachate from grassland soils: comparison between ceramic suction cup samples and drainage. *Soil use manage*. Oxford. 13(2) 68-74 pp.
- Hernando, V. y C. Cadahia. 1973. El análisis de savia como índice de fertilización. Consejo Superior de Investigaciones de España, Instituto Edafología y Biología Vegetal, Madrid, España.

- Hillel D.; Monteith J. L.; Miller R. D.; Miller E. E.; Warrick A. W.; Nielsen D. R.; Elrick D. E. (1980). Applications of soil physics. Academic press. Department of plant and soil Sciences University of Massachusetts. Academic Pres. 385 pp.
- Hoag R.; Price J. (1997). He effects of matrix diffusion on solute transport and retardation in undisturbed peat in laboratory columns. Journal of Contaminant Hydrology, 28: 193-205 pp.
- Holland D. F.; Yitayew M. Warrich A. W. (2000). Measurement of subsurface unsaturated hydraulic conductivity. Journals of Irrigation and Drainage Engineering. 126: 1, 21-27; 19 ref.
- Jaynes D.; Rice R. (1993). Transport of solutes as affected by irrigation method. Soil Science Society of America. Madison. 57(5)1348-1353 pp.
- Larson, D. K. 2000. Comportamiento y manejo de la fresa: desarrollo de programas para máxima calidad y rendimiento en México. In: Memoria del simposio internacional de fresa. J. Z. Castellanos y F. Guerra O. Hart (eds). Zamora, Michoacan, México.
- Lao M. T.; Jiménez S.; Del Moral F.; (1996). Aplicación de las sondas de succión. Horto Información. N° 73(4):39-42.
- Lanwrence J.; Hendry M.; Zanyk B.; Wolfaardt G. (1995). Transport and fate of the herbicide ciclofop-methyl in a large-scale physical model. Journal of Contaminant Hydrology. 19: 1, 69-83; 34 ref.
- Leech, L., Simpson D. W., and A. B. Whitehouse. 2002. Effect of temperature and relative humidity on pollen germination in four strawberry cultivars. Acta Horticulturae. 567:261-263.
- Maas, J. L. 1998. Compendium of Strawberry Diseases. Second Edition. The American Phytopatological Society. Beltsville, Maryland, USA. p 13.
- Maciejewski S. (1993). Numeral and experimental study of solute transport in unsaturated soils. Journal Contaminant Hydrology, 14: 193-206.
- Malavolta, E. 1995. Nutrición y fertilización de los cítricos. En: Fertilización de cultivos de clima medio. Guerrero, R. ed. Monomeros Colombo Venezolanos, Bogota, Colombia. pp. 130-170.
- Matzner E.; Pijpers M.; Hollanda W.; Manderscheid B. (1998). Aluminum in soil solutions of forest soils: influence of water flow and soil aluminum pools. Soil Science Society of America. Madison. 62(2) 445-454 pp.
- Maroto B., J. V., y G. S. López. 1988. Producción de fresas y fresones. Ediciones Mundi-prensa. Madrid, España.



- Mengel, K. and E. A. Kirkby. 2001. Principles of plant nutrition. 5th edition. Kluwer Academic Publishers. Dordrecht, The Netherlands.
- McDaniel, C. N. 1994. Photoperiodic induction, evocation and floral initiation. In: The Development of flowers (Greyson R.I.) Oxford University Press, Oxford, pp. 25-43.
- McIntosh, J. E. A. (1969). Biochem. J. 109, 203.
- Morgan, L. 2002. Producción intensiva de fresa. Productores de hortalizas. Los sistemas NFT y DFT de hidroponía representa una alternativa viable para pequeños empresarios en producción intensiva de fresa. Editorial Katie O'keeffe-Swank editora Ana Reho. Ohio, EUA.
- Navarro G. (2000). Química Agrícola. El suelo y los elementos químicos esenciales para la vida vegetal. Ed. Mundi-Prensa (Madrid)
- Novak M.; Bottrell S.; Groscheova H.; Buzek F.; Cerny J. (1995). Sulphur isotope characteristics of two north Bohemian forest catchments. 5<sup>th</sup> International Conference on Acidic Deposition: Science and Policy, Goteborg, Sweden. Water, Air and Soil Pollution. 85: 3, 1641-1646; 10 ref.
- Panday S.; Huyakorn P.; Therrien R.; Nichols R. (1993). Improvised three-dimensional finite-element techniques for field simulation of variably saturated flow and transport. Journal of Contaminant Hydrology, 12: 3-33.
- Perranganier C.; Schiavon M.; Portal J.; Breuzin C.; Babut M. (1997). Porous cups for pesticides monitoring in soil solution laboratory tests. Chemosphere. 26(12):2231-2239.
- Rangel, J., Marques, R., Jussy, J. (2001), Forest soil dynamics during stand development assessed by lysimeter and centrifuge solutions. Forest Ecology and Management 144; 129-145.
- Resh, H.M. 2001. Cultivos Hidropónicos. Nuevas técnicas de producción. Quinta edición. Ediciones Mundi-Prensa. Madrid, España.
- Rodríguez F. (1982). Fertilizantes. Nutrición vegetal. AGT Editor S. A. Madrid. 157 pp.
- Rodríguez S., J. 1993. La fertilización de los cultivos. Un método racional. Pontificia Universidad Católica de Chile, Facultad de Agronomía, Santiago, Chile.
- Syltie, P.W., S.W. Melsted y W.M. Walker. 1972. Rapid tissue test as indicators of yield plant composition and soil fertility for corn and soybeans. Comm. Soil Science Plant Anal. 3:37-49.

- Taylor, D. R. 2002. The physiology of flowering in strawberry. *Acta Horticulturae*. 567:245-251.
- Thompson L. M., Troeh R. (1988). *Los suelos y su fertilidad*. Editorial Reverté, S. A. España.
- Tisdale, S.L., W. L. Nelson y J.D. Beaton. 1985. *Soil fertility and fertilizers*. 4<sup>th</sup> ed. Macmillan. New York.
- Van der Ploeg y Beese (1977). Model calculations for the extractions of soil water by ceramic cups and pates. *Soil Sciences Society American Journal*, 41: 466-470.
- Viets, F.G. 1980. Present status of soil and plant analysis for fertilizer recommendations and improvement of soil fertility p. 9-20. En: *Soil and plant testing and analysis*. FAO Soils Bull. 38/1. Food and Agric. Organ. of the United Nations. Rome, Italy.
- Weaver J.; Hogmire H.; Brooks J.; Sencindiver J. (1990). Assessment of pesticide residues in surface and soil water from a commercial apple orchard. *App. Agric Res. Springer*. 5(1) 37-43 pp.
- Westerman, R.L. (ed.). 1990. *Soil testing and plant analysis*. Third ed. Soil Science Society of America, Madison, Wisconsin.
- Wierenga, P. J.; Nielsen D. R.; Horton R.; Kies B. (1982). Tillage effects on Soil Temperature and Thermal Conductivity. *Van Doren et al. Predicting Tillage Effects on Soil Physical Properties and Process. ASA Special Publication n° 44*: 69-71 pp.
- Wu L.; Baker J.; Allmaras R. (1995). Numerical and field evaluation of soil water sampled by suction lysimeters. *Journal of Environmental Quality*. 24(1):147-152.