



**UNIVERSIDAD DE TALCA  
FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS  
ESCUELA DE AGRONOMÍA**

**Efecto de distintas dosis de solución fertilizante sobre el crecimiento de  
*Selliera radicans* Cav.**

**Memoria de título  
Margarita del Pilar Castro Medina**

**Talca, Chile  
2020**

## CONSTANCIA

La Dirección del Sistema de Bibliotecas a través de su unidad de procesos técnicos certifica que el autor del siguiente trabajo de titulación ha firmado su autorización para la reproducción en forma total o parcial e ilimitada del mismo.



Talca, 2020

**APROBACIÓN:**

*F. Schiappacasse*

---

Profesor Guía

Ing. Agr. M.S. Flavia Schiappacasse C.

Profesor Escuela de Agronomía

Universidad de Talca

*Ricardo Cabeza .*

---

Profesor Co-guía

Ing. Agr. Dr. Ricardo Cabeza P.

Profesor Escuela de Agronomía

Universidad de Talca

Fecha de Presentación de la defesa de Memoria: 04 / 06 / 2020

## *Agradecimientos*

En estas líneas quiero agradecer a todas las personas que hicieron posible este proyecto de memoria y que de alguna manera estuvieron conmigo en los momentos difíciles, alegres y tristes. Estas palabras son para ustedes.

A mis padres por todo su amor, comprensión, esfuerzo y apoyo, pero sobre todo gracias infinitas por la paciencia que me han tenido. No tengo palabras para agradecerles las incontables veces que me brindaron su apoyo en todas las decisiones que he tomado a lo largo de mi vida, unas buenas, otras malas, y otras descabelladas, pero siempre han estado ahí junto a mí.

A mi hermano y mi cuñada que me ayudaron con su tiempo y me compartieron internet, a mis sobrinos, que solo impedían que avanzara tranquilamente en mi tesis, pero igual los quiero porque me ayudaban a desestresarme.

A mis amigas Belén y Camila, que me conocen hace tanto tiempo y me han tenido paciencia queriéndome por quien soy. A mis amigos de Universidad; Lulu, Zoo, Nicky, Vicky, Fran, Zlavec, Mauri, Juan y Oscar, con los que compartí dentro y fuera de las salas de clases, que se convierten en amigos de vida y que serán mis colegas, gracias por todo su apoyo y diversión.

Quiero también expresar un sincero agradecimiento a mis docentes, profesora Flavia y profesor Ricardo, por su tiempo, paciencia y ayudarme con sus conocimientos, con el firme propósito de conseguir una excelente investigación.

*Y gracias a mi hija, Amanda, por enseñarme con amor y cariño todos los días a ser una mejor persona, mi más grande motivación en mi actuar es ella y su felicidad.*

## RESUMEN

Debido al interés de explotar la planta nativa de Australia, Nueva Zelanda y Chile, *Selliera radicans* o maleza de las marismas, se han estudiado en Chile su reproducción in vitro y ex vitro, cultivo en techos verdes, fitoquímica, entre otros aspectos, pero no se habían estudiado aspectos nutricionales o de fertilización.

El objetivo de este estudio fue comparar y evaluar la cobertura aérea, contenido de MS, concentración y acumulación de nutrientes mensuales de plantas de *S. radicans*, provenientes de Quillaípe, Chiloé. Fueron establecidas en maceta bajo invernadero en la Universidad de Talca, regadas con distintos niveles de solución fertilizante (fertirriego) dos veces por semana con fertilizante 18N-18P<sub>2</sub>O<sub>5</sub>-18K<sub>2</sub>O, desde diciembre 2018 a abril 2019, mes en que finaliza la temporada de crecimiento. Además, las plantas recibieron nebulización intermitente (sin fertilizante).

Los tratamientos fueron: control, sin adición de fertilizante; 150 mg L<sup>-1</sup> de N en base al fertilizante; y 300 mg L<sup>-1</sup> de N en base al fertilizante. Cada uno poseía 4 repeticiones, que estaban conformadas por 5 unidades experimentales, cada una correspondiente a una maceta. Adicionalmente hubo macetas destinadas a análisis de elementos.

El tratamiento 300 mg L<sup>-1</sup> de N obtuvo la mayor producción de MS, nutrientes acumulados en el tiempo y cobertura sobre los otros dos tratamientos, también las concentraciones de N, P, K, Mn, Zn, Cu y Fe fueron más altas durante el experimento, pero solo hubo diferencias significativas entre tratamientos para N, P, Mn y Zn. Por otra parte, las concentraciones de Ca, Mg y B en marzo y abril resultaron más altas en el tratamiento control.

*S. radicans* es una planta halófila y su concentración de Na en el tejido seco sobrepasó a 1 g 100 g<sup>-1</sup> en todos los tratamientos, estando más concentrado en las plantas sin fertilización. Los resultados indicarían que la fertilización además de aportar en el crecimiento vegetativo y de producción de MS, también disminuirían la concentración de Na en la planta.

## ABSTRACT

Due to the interest of exploiting the native plant of Australia, New Zealand and Chile, *Selliera radicans* or marsh weed, its in vitro and ex vitro reproduction, cultivation in green roofs, phytochemistry, among other aspects, have been studied, but nutritional or fertilization aspects had not been studied until now.

The objective of this study was to compare and evaluate aerial cover, dry matter content, concentration and nutrient accumulation on a monthly basis in *S. radicans* plants from Quillaipe, Chiloé. Established in pots under greenhouse at the University of Talca, watered with different levels of fertilizer solution (fertigation) twice a week with a 18N-18P<sub>2</sub>O<sub>5</sub>-18K<sub>2</sub>O fertilizer, from December 2018 to April 2019, month in which the growth season ends. In addition, the plants received intermittent misting (without fertilizer).

The treatments were: control, without the addition of fertilizer; 150 mg L<sup>-1</sup> of N based on fertilizer; and 300 mg L<sup>-1</sup> of N based on the fertilizer. Each had 4 replicates, which were made up of 5 experimental units, each corresponding to a pot. Additionally, there were pots destined for element analysis.

The 300 mg L<sup>-1</sup> N treatment had the highest DM production, accumulated nutrients over time and plant coverage over the other two treatments. The concentrations of N, P, K, Mn, Zn, Cu and Fe in this treatment were higher during the experiment, but there were only significant differences between treatments for N, P, Mn and Zn. On the other hand, the concentrations of Ca, Mg and B in March and April were higher in the control treatment.

*S. radicans* is a halophyte plant and its Na concentration exceeded 1 g 100 g<sup>-1</sup> in all treatments, being more concentrated in plants without fertilization. The results would indicate that the fertilization, in addition to contributing to the vegetative growth and production of DM, would also decrease the concentration of Na in the plant..

## INDICE

	Página
1	Introducción..... 1
1.1	Hipótesis..... 2
1.2	Objetivo general ..... 2
1.3	Objetivos específicos ..... 2
2	Revisión bibliográfica ..... 3
2.1	Antecedentes botánicos..... 3
2.1.1	Clasificación taxonómica ..... 3
2.1.2	Familia goodeniaceae ..... 3
2.1.3	Género <i>S.</i> ..... 4
2.1.4	Especie <i>S. radicans</i> ..... 5
2.1.4.1	Morfología ..... 5
2.1.4.2	Distribución geográfica..... 6
2.1.4.3	Principales usos de <i>S. radicans</i> ..... 7
2.2	Hidroponía ..... 7
2.3	Los fertilizantes ..... 8
2.3.1	Tipos de fertilizantes ..... 9
2.4	Fertilizante 18N-18P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> -18K <sub>2</sub> O ..... 10
2.4.1	Descripción general ..... 10
2.4.2	Especificaciones químicas ..... 10
2.5	Absorción de nutrientes..... 11
2.5.1	Movimiento de los nutrientes en la planta..... 13
2.6	Análisis químico de material vegetal ..... 14
2.7	Curva de absorción de nutrientes ..... 14
3	Materiales y métodos..... 16
3.1	Ubicación del experimento ..... 16
3.2	Preparación de sustrato ..... 16
3.3	Obtención y enraizamiento de los rizomas de <i>S. radicans</i> ..... 16
3.4	Descripción de los tratamientos ..... 17
3.5	Diseño del experimento..... 19
3.6	Evaluaciones ..... 19
3.6.1	Cobertura ..... 19

3.6.1.1	Mediciones de diámetro.....	19
3.6.1.2	Mediciones por fotogrametría.....	20
3.6.2	Toma de muestras de tejido vegetal .....	20
3.6.2.1	Obtención de materia seca .....	21
3.6.2.2	Análisis químico .....	21
4	Resultados .....	22
4.1	Cobertura.....	22
4.2	Mediciones de tejido vegetal.....	23
4.2.1	Materia seca (MS) .....	23
4.2.2	Análisis químico de agua y de nutrientes .....	25
4.2.2.1	Macronutrientes .....	26
4.2.2.2	Micronutrientes .....	28
4.2.2.3	Elementos no esenciales .....	30
5	Discusión .....	31
6	Conclusión.....	35
7	Bibliografía.....	37
8	Anexos.....	42

## 1 INTRODUCCIÓN

En los últimos años la flora nativa ha tomado gran importancia en los distintos rubros de la agricultura moderna, entre éstos, el área de la ornamentación, la cual crece a pasos agigantados. La actividad del paisajismo, debido al crecimiento poblacional y construcciones edificadas, y en especial las áreas verdes en el medio urbano se han hecho una necesidad; muchas especies chilenas están siendo desarrolladas y mejoradas en Estados Unidos, Europa e inclusive Asia, ya que han resultado ser potencialmente comercializables por la belleza de su flor, de su fruto o de su follaje, adicionando a éstos su rusticidad y adaptación a diversos ambientes (Maturana, 2014).

*S. radicans* es una planta nativa que puede ser encontrada en ambientes salinos, con suelos arenosos característicos de la tercera región, como en ambientes con suelos arcillosos encontrados en la provincia de Chiloé (Reiche, 1910), esto es gracias a la capacidad de adaptación que presenta esta planta, para lograr sobrevivir en estos ambientes tan contrastantes en cuanto a suelo y también clima (San Martín *et al.*, 1992).

Se encuentra creciendo en lugares cercanos a lagunas, ríos y mares, donde constituye cubre piso natural al desarrollarse por rizomas y estolones aéreos de forma homogénea y no alcanzar un tamaño superior a 4 cm de altura, no así de forma horizontal, pudiendo extenderse hasta que el sustrato y los nutrientes lo permitan (Ramírez *et al.*, 2000; San Martín *et al.*, 1992).

En la actualidad, el único uso que posee esta planta corresponde al de un césped, debido a su follaje denso y perenne (siempre verde), lo que permite resistir el pisoteo y las heladas, al mantener una altura constante se evita cualquier tipo de corte o poda ahorrando jornadas de trabajo y dinero. Por otra parte, lo más que demanda *S. radicans* es un ambiente húmedo lo cual se logra con abundante riego, sobre todo en días de verano (Fuenzalida, 2011).

Según los resultados obtenidos por Valenzuela (2015) y Durán (2016), *S. radicans* constituye una alternativa potencial para ser considerada como una planta comestible debido a sus componentes fenólicos, flavonoides, su capacidad antioxidante y su contenido de inulina (prebiótico, proveniente de la fructosa).

Existen diversos estudios que demuestran que fertilizantes son capaces de aumentar el rendimiento de los cultivos, y a su vez, mejorar la profundización de raíces, por ello no es de desconocimiento que proveen los nutrientes necesarios para el desarrollo de los cultivos otorgándoles mejor calidad al suplementar la escasez de éstos en el suelo (IFA, 1992).

En *S. radicans* se desconoce el requerimiento nutricional de la planta para lograr un adecuado crecimiento, y también se desconoce su acumulación de materia seca.

Debido al incremento en el interés de explotar esta especie, se busca determinar su crecimiento de acuerdo a distintas concentraciones de solución fertilizante, su ritmo de crecimiento en base a acumulación de materia seca, y su contenido de nutrientes bajo las distintas concentraciones.

### **1.1 Hipótesis**

Al aplicar solución fertilizante a plantas de *Selliera radicans*, el crecimiento en cobertura y biomasa será mayor que en la planta testigo sin fertilizar.

### **1.2 Objetivo general**

Comparar y evaluar el crecimiento, contenido y concentración de nutrientes de *S. radicans* bajo distintas dosis de solución fertilizante.

### **1.3 Objetivos específicos**

- Determinar acumulación de materia seca, contenido y concentración nutricional mensual para *S. radicans* bajo distintos niveles de fertirriego con fertilizante de composición 18-18-18 para N, P<sub>2</sub>O<sub>5</sub> y K<sub>2</sub>O, respectivamente.
- Determinar la cobertura final de las plantas de acuerdo a los distintos niveles de fertirriego.

## 2 REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

### 2.1 Antecedentes botánicos

#### 2.1.1 Clasificación taxonómica

Según Croquist en 1981 propuso clasificar a *Selliera radicans* Cav, en la categoría taxonómica y taxón:

- Reino: Plantae
- División: Magnoliophyta
- Clase: Magnoliopsida
- Sub clase: Asteridae
- Orden: Asterales
- Familia: Goodeniaceae
- Género: *Selliera*
- Especie: *Selliera radicans* Cav.

#### 2.1.2 Familia Goodeniaceae

Se clasifica dentro del orden de las Asterales, y comparten un único ancestro con 11 familias más (Funk *et al.*, 2005). La familia Goodeniaceae involucra individuos principalmente con un hábito de crecimiento herbáceo o algunos arbustivos y con hojas simples, además varias de sus especies poseen características químicas comunes como la presencia de Inulina (Valenzuela, 2015).

Dentro de esta familia, se encuentran agrupados 12 géneros que se encuentran vinculados desde la separación del bloque de Gondwana, con su mayor distribución por el hemisferio sur (Figura 1), en las zonas de Australia, Nueva Zelanda, África, en el Centro y Sur de América (Moreira, 2006).

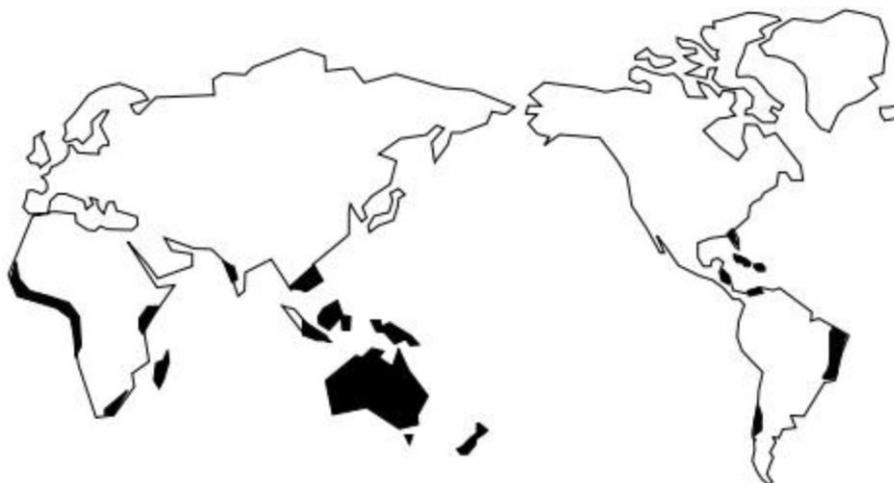


Figura 2.1. Distribución de la Familia Goodeniaceae. Fuente: Heywood (1978).

Los géneros descritos, dentro de la familia Goodeniaceae según Watson y Dallwitz (1992) son:

- *Anthotium*
- *Brunonia*
- *Cooperookia*
- *Dampiera*
- *Diaspasis*
- *Goodenia*
- *Lechenaultia*
- *Pentaptilon*
- *Scaevola*
- *Selliera*
- *Velleia*
- *Verreauxia*

### 2.1.3 Género *Selliera*

El género *Selliera* fue descrito por Antonio José de Cavanilles, ilustrador botánico, en el año 1799, en los Anales de Historia Natural, en donde se describen 8 especies:

- *S. exigua*
- *S. fasciculata*
- *S. herpystica*
- *S. koningsbergeri*
- *S. microphylla*
- *S. radicans*
- *S. repens*
- *S. rotundifolia*

## 2.1.4 Especie *Selliera radicans*

### 2.1.4.1 Morfología

*S. radicans* es una planta perenne, con tallos herbáceos, de no más de 4 mm de diámetro, y un hábito de crecimiento rastrero por medio de estolones y rizomas, creando raíces adventicias en los nudos (Bruce, 1985; Cavanilles, 1799).

Como se aprecia en la Figura 2.2, sus hojas solitarias son suculentas, glabras y de márgenes enteros, se pigmentan de color amarillo a un verde o verde oscuro, la cual es brillante debido a la cera natural que posee; éstas nacen desde cada nudo y se elevan con sus peciolo aplanados, alcanzan como altura máxima 4 cm de longitud (Bruce, 1985; Cavanilles, 1799).



Figura 2.2. Hojas, estolones, rizomas, raíces y tallo de *S. radicans*.

Su inflorescencia es solitaria de color blanco, con un tamaño de 5 a 12 mm, la conforman 5 pétalos fusionados en forma de abanico y nace desde la axila de las hojas. Su cáliz presenta 5 sépalos verdes, ovados y de 4 a 5 mm de largo (Bruce, 1985; Cavanilles, 1799).

Su fruto es de forma obovoide hasta ovoide, con ápices truncados de no más de 3,5 a 10 mm de largo, se producen en un ovario ínfero con la capacidad de producir numerosas semillas de color marrón con una superficie arrugada (Figura 2.3). Las semillas, de no más de 0,5 mm; cuando entran en contacto con el agua producen mucílago, lo que las hacen muy pegajosas (Bruce, 1985; Cavanilles, 1799).



Figura 2.3. Estructura vegetativa y reproductiva de *S. radicans*. Fuente: Cavanilles (1799).

#### 2.1.4.2 Distribución geográfica

*S. radicans* se denomina planta de las marismas, o maleza de marismas, debido a su capacidad de crecer en forma silvestre en lugares saturados de humedad, ya sea por estar situada en las orillas del mar, río, estero, canales, e inclusive litorales que sean inundados por la niebla costera; además de, sobrevivir en anegamiento, también posee la capacidad de habitar en condiciones ecológicas de alta salinidad, correspondiendo a una planta halófito (San Martín *et al.*, 1992).

Es nativa de Australia, Tasmania, Nueva Zelanda y Chile. En este último país, Reiche (1910) la describió desde la provincia de Coquimbo hasta Chiloé y en la región del Maule se encontraría por el litoral costero o en lagos, como a orillas del lago (o albufera) Vichuquén o laguna Torca, o en la costa de Duao y Putú.

Se ha visto crecer de forma natural en distintos tipos de suelo, con el único factor común, las condiciones de humedad, por lo que Odgen (1974), señaló su capacidad para adaptarse a distintos suelos, variando su forma de crecimiento.

#### *2.1.4.3 Principales Usos de *S. radicans**

En nueva Zelanda esta planta ya es utilizada como cubre suelo alrededor de piscinas, en zonas que deben soportar anegaciones, o suelos arcillosos. Además, Fuenzalida (2011), expone las ventajas de esta planta al usarla como césped, el hecho de no tener que cortarla, ya que no crece más de 4 cm, el follaje denso, verde, resistente y perenne, le da la cualidad de denominarlo como el pasto ideal, sin embargo, hace la acotación de su sensibilidad al estrés hídrico, siendo su única desventaja.

También se abre la posibilidad de ser utilizada para techo verde, al no tener un tamaño superior a 4 cm, y no requerir cortes (Maturana, 2014).

En el 2016 se llevó a cabo un estudio fotoquímico para comprobar su aporte nutricional en la dieta humana, concluyendo que *S. radicans* posee un promedio de 2,3% de Inulina, metabolitos secundarios como apigenina glicosilada y lupeol en sus hojas, otorgándole propiedades antioxidantes y medicinales (Durán, 2016).

## **2.2 Hidroponía**

De acuerdo con Bouchra (1998), la hidroponía consiste en realizar un cultivo sin la utilización de un suelo que aporte los nutrientes al cultivo, pudiéndose clasificar de dos formas, la primera es un cultivo en agua o solución, la cual, consiste en sostener el cultivo de manera mecánica, dejándolo suspendido sobre el agua y sumergiendo sus raíces en ésta. La segunda, es un cultivo en un sustrato inerte, es decir, materiales inorgánicos, como arena, grava, vermiculita, etc., que cumplan la función de soporte para la planta.

En ambos casos, la fertilización es solamente por medio de una solución, ya sea aplicada en el agua del riego (el fertilizante cuando es absorbido por las raíces, no vuelve a ser utilizado), es decir un circuito abierto, o por la recirculación de una solución nutritiva (los sobrantes de la solución aplicada al cultivo, es recuperada en una matriz, desde donde se redirigirá nuevamente al cultivo), correspondiendo al circuito cerrado (Bouchra, 1998; INIA, 2000a; INIA, 2013a).

La hidroponía posee la ventaja de poder determinar el valor exacto de nutrientes que han sido aportados en el cultivo, ya que se realiza con dosificaciones definidas de fertilizante (INIA, 2000b).

### **2.3 Los Fertilizantes**

Los fertilizantes proveen nutrientes necesarios para los cultivos, de esta manera se logran aumentar los rendimientos y mejorar la calidad de los productos, a la vez mejorando la fertilidad del suelo, siempre y cuando, éstos sean aplicados en la dosificación correspondiente (IFA, 1992). Cada cultivo tiene distintas necesidades, por lo que se debe conocer el requerimiento real de extracción para lograr una fertilización completa. Los elementos son considerados esenciales si cumplen con tres criterios: 1) en ausencia de uno de ellos, la planta no es capaz de completar su ciclo de vida; 2) no puede ser sustituido en su función, y; 3), cumple una función específica en el metabolismo de la planta (Marschner, 2012).

Se reconocen 17 elementos esenciales que la planta requiere, siendo 3 de éstos absorbidos desde el ambiente; el carbono (C) y oxígeno (O) obtenidos desde la atmósfera y el hidrógeno (H) desde el agua; por ello no se requiere su aplicación. Por otra parte, el resto de los nutrientes se deben absorber desde otra fuente, los que la planta requiere en mayores cantidades, son los llamados macronutrientes: nitrógeno (N), fósforo (P), potasio (K), calcio (Ca), magnesio (Mg) y azufre (S). Y los que demanda en menor cantidad, son los micronutrientes: hierro (Fe), manganeso (Mn), cobre (Cu), zinc (Zn), boro (B), molibdeno (Mo), níquel (Ni) y cloro (Cl) (INIA, 2013b; Marschner, 1995).

### 2.3.1 Tipos de Fertilizantes

Según la IFA (1992) el tamaño de partículas puede variar dependiendo del tipo de fertilizante. Es usado tanto en la hidroponía como en el cultivo tradicional y puede aplicarse directamente (como polvo) o diluirse en agua (como solución nutritiva), por lo que los clasifica como:

#### Fertilizantes Sólidos

- Polvo: la partícula es la más pequeña, menos de 1 mm, por lo que se puede disolver fácilmente en agua para preparar soluciones, o bien se aplica directamente al suelo.
- Granulados o Cristalizados: partículas de 1 a 4 mm, permiten una dosificación más precisa, libera los nutrientes de forma gradual y más uniforme.
- Macro-granulados: constituidos por grandes gránulos, de 1 a 3 centímetros de diámetro e incluso mayores, de liberación progresiva de los elementos nutritivos.
- Pastillas: fertilizantes completos, nutritivamente balanceados y de liberación lenta.

#### Fertilizantes líquidos

Este tipo de fertilizantes se originan en materiales químicos u orgánicos. Poseen la ventaja de obtener una gran homogeneidad en su aplicación y otorgan altos rendimientos en los cultivos. Su forma de aplicación debe ser siempre disuelto en agua y bien puede ser directo al suelo o al follaje de la planta.

Los fertilizantes podemos denominarlos como simples; cuando cuentan solo con un nutriente primario, binarios; cuando posee dos nutrientes primarios, ternarios; con tres nutrientes primarios y como multinutrientes a aquellos que contienen más de tres nutrientes primarios.

## 2.4 Fertilizante 18N-18P<sub>2</sub>O<sub>5</sub>-18K<sub>2</sub>O

### 2.4.1 Descripción General

El fertilizante 18N-18P<sub>2</sub>O<sub>5</sub>-18K<sub>2</sub>O es granulado, 100% soluble en agua, que está diseñado para ser utilizado como suplemento nutricional en las plantas en cualquier estado fenológico aportando tanto macro como micro nutrientes (Soquimich Comercial S.A., 2016).

### 2.4.2 Especificaciones químicas

Cuadro 2.1. Especificaciones químicas del fertilizante 18N-18P<sub>2</sub>O<sub>5</sub>-18K<sub>2</sub>O. Fuente: Soquimich Comercial S.A. (2016).

Nutrientes	Porcentaje (% p/p)
<b>Garantizadas</b>	
Nitrógeno total (N)	18
Nitrógeno nítrico (NO <sub>3</sub> )	55
Nitrógeno amoniacal (NH <sub>4</sub> )	45
Fósforo (P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> )	18
Potasio (K <sub>2</sub> O)	18
Potasio libre de cloro	100
Magnesio (MgO)	1
Azufre (S)	1
Boro (B)	0.02
Zinc (Zn)	0.02
Cobre (Cu)	0.01
Fierro (Fe)	0.03
Manganeso (Mn)	0.01
Molibdeno (Mo)	0.005
<b>Típicas</b>	
CE 1 g/L (20°C)	1.18 ds/M
pH 1 g/L (20°C)	5.20
Solubilidad teórica (en agua a 20°C)	435 g/L
<b>Metales pesados</b>	
Arsénico	< 3.405 mg/kg
Plomo	< 2.277 mg/kg
Cadmio	< 0.697 mg/kg
Mercurio	< 0.498 mg/kg

## 2.5 Absorción de Nutrientes

De acuerdo con Piaggese (2014) las plantas, a través de las raíces, son capaces de absorber los nutrientes aprovechables del suelo, que se encuentran en forma de iones (Cuadro 2.2). Para lograr esta absorción, los iones deben estar diluidos en una solución del suelo.

Cuadro 2.2. Forma en que son absorbidos los elementos por las plantas. Fuente: Havlin *et al.* (1999).

<b>Macronutrientes</b>		<b>Micronutrientes</b>	
<b>Elemento</b>	<b>Fórmula iónica de absorción</b>	<b>Elemento</b>	<b>Fórmula iónica de absorción</b>
Nitrógeno	Nitrato ( $\text{NO}_3^-$ ), Amonio ( $\text{NH}_4^+$ )	Boro	ácido bórico ( $\text{H}_3\text{BO}_3$ )
Potasio	$\text{K}^+$	Cloro	$\text{Cl}^-$
Calcio	$\text{Ca}^{+2}$	Hierro	$\text{Fe}^{+2}$ o $\text{Fe}^{+3}$
Magnesio	$\text{Mg}^{+2}$	Manganeso	$\text{Mn}^{+2}$
Fósforo	Fosfatos ( $\text{H}_2\text{PO}_4^-$ o $\text{HPO}_4^{-2}$ )	Zinc	$\text{Zn}^{+2}$
Azufre	Sulfatos ( $\text{SO}_4^{-2}$ )	Cobre	$\text{Cu}^{+2}$
		Níquel	$\text{Ni}^{+2}$
		Molibdeno	Molibdato ( $\text{MoO}_2^{-4}$ )

Las plantas son capaces de concentrar 10.000 veces más iones en su interior que en el medio que los rodea, estando presente en los tejidos vegetales en un 90% de C y O, seguido por el H con un 4 al 6%. Estos elementos son absorbidos por la planta desde el entorno. Por otra parte, los otros 14 nutrientes minerales se encuentran concentrados todos en aproximada 4 al 6% en el tejido vegetal (Ramos, 2011; Marschner, 2012).

Para ilustrar esto, Larcher (1996), determinó un rango de concentración de nutrientes dentro de la planta (Cuadro 2.3), excluyendo el C, H y O.

Cuadro 2.3. Concentración promedio de minerales en la biomasa de plantas cultivadas, macronutrientes, micronutrientes y elementos no esenciales pero que la planta igual es capaz de absorberlos. Fuente: Larcher (1996).

Macronutrientes (g 100g <sup>-1</sup> )		Micronutrientes (mg kg <sup>-1</sup> )		Elementos no esenciales (g 100g <sup>-1</sup> )	
Nutriente	Rango de Suficiencia	Nutriente	Rango de Suficiencia	Nutriente	Rango de Suficiencia
Nitrógeno (N)	1,2 – 7,5	Cloro (Cl)	200 – 10000	Silicio (Si)	0,02 – 1,0
Fósforo (P)	0,01 – 1,0	Hierro (Fe)	2 – 700	Aluminio (Al)	0,004 – 0,05
Potasio (K)	0,1 – 7,0	Manganeso (Mn)	3 – 1000	Sodio (Na)	0,002 – 0,15
Calcio (Ca)	0,04 – 1,5	Zinc (Zn)	1 – 40		
Magnesio (Mg)	0,07 – 0,9	Cobre (Cu)	4 – 20		
Azufre (S)	0,06 – 0,9	Boro (B)	8 – 200		
		Molibdeno (Mo)	Desconocido		
		Níquel (Ni)	Desconocido		

*S. radicans*, al tener un crecimiento perenne y utilizarse como un cubre suelo, sus rangos de nutrición podemos compararlos a los que posee un césped común (Cuadro 2.4) o una planta forrajera (Cuadro 2.5).

Cuadro 2.4. Los nutrientes esenciales del césped. Fuente: Jones (1980).

Macronutrientes (g 100g <sup>-1</sup> )		Micronutrientes (mg kg <sup>-1</sup> )	
Nutriente	Rango de Suficiencia	Nutriente	Rango de Suficiencia
Carbono (C)	~ 44,0	Hierro (Fe)	30 – 100
Hidrógeno (H)	~ 6,0	Manganeso (Mn)	20 – 150
Oxígeno (O)	~ 44,0	Zinc (Zn)	20 – 55
Nitrógeno (N)	2,75 – 4,20	Boro (B)	10 – 60
Fósforo (P)	0,30 – 0,55	Cobre (Cu)	5 – 20
Potasio (K)	1,00 – 2,50	Molibdeno (Mo)	0,15 – 0,50
Calcio (Ca)	0,50 – 1,25	Cloro (Cl)	Desconocido
Magnesio (Mg)	0,20 – 0,60	Níquel (Ni)	Desconocido
Azufre (S)	0,2 – 0,45		

Cuadro 2.5. Concentraciones foliares óptimas para la especie forrajera *Cynodon nlemfuensis*. Fuente: Varga y Fonseca (1989).

Macronutrientes (g 100g <sup>-1</sup> )		Micronutrientes (mg kg <sup>-1</sup> )	
Nutriente	Rango de Suficiencia	Nutriente	Rango de Suficiencia
Nitrógeno (N)	2,00 – 4,00	Hierro (Fe)	5 – 350
Fósforo (P)	0,25 – 0,60	Manganeso (Mn)	25 – 300
Potasio (K)	1,80 – 3,00	Zinc (Zn)	25 – 50
Calcio (Ca)	0,25 – 0,50	Boro (B)	13 – 30
Magnesio (Mg)	0,13 – 0,30	Cobre (Cu)	5 – 25
Azufre (S)	0,18 – 0,50		

### 2.5.1 *Movimiento de los Nutrientes en la planta*

Una vez que los nutrientes están en su forma de iones en la solución del suelo, la absorción por las raíces puede llevarse a cabo de dos formas: vía simplástica, que hace referencia a un movimiento intracelular, donde los nutrientes deben pasar por la membrana celular a través de los plasmodesmos de cada célula; o por vía apoplástica, que corresponde a la movilización de forma extracelular, por las paredes de las células hasta llegar a la banda de Caspari, donde el nutriente debe pasar de forma simplástica, ambas formas buscan la absorción y el transporte celular de iones, pero este es un proceso complejo y altamente regulado por las membranas (Bidwell, 1972; Azcón-Bieto y Talón, 2013; Marschner, 2012).

La transpiración por parte del follaje, principal fuerza la movilizar los elementos en el interior de la planta, ocurre debido a un potencial mátrico y un potencial hídrico negativo por parte del suelo en comparación al de la atmósfera. Cabe mencionar que el proceso es realizado solo por un diferencial de presiones entre ambos, siendo la planta un intermediario entre éstos, y en consecuencia, ocurre un movimiento de agua por el xilema provocando una evaporación desde la parte aérea. Al mismo tiempo, el floema redistribuye y transloca en distintas direcciones los azúcares, nutrientes y otros asimilados (Azcón-Bieto y Talón., 2013; Marschner, 2012).

Las membranas celulares son permeables y poseen bastante dinamismo al estar formadas por una doble capa lipídica en donde ciertas proteínas (en constante movimiento) se encuentran insertadas en ésta, cruzando completamente la bicapa lipídica, mientras que otras están ancladas sobre la superficie. Gracias a estas proteínas los iones son capaces de permear las células, para ello existen sistemas específicos de transporte de los elementos de acuerdo a la diferencia de potencial electroquímico que existe entre un medio externo y el interior de una célula (Marschner, 2012).

El transporte de nutrientes a través de las membranas (plasmática o tonoplasto) implica un gasto de energía ( $ATP \rightarrow Pi + ADP$ ), al bombear protones ( $H^+$ ) activamente entre el

citoplasma y el apoplasto, se produce un potencial de membrana que actúa como la fuerza motriz para el transporte de cationes y aniones en contra del gradiente electroquímico. Además, el bombeo continuo de  $H^+$  ayuda a mantener un pH (aproximado de 7.5) en el interior del citoplasma. La absorción de nutrientes, tanto macro como micronutrientes involucra canales o transportadores específicos para cada nutriente (Marschner, 2012).

## **2.6 Análisis químico de material vegetal**

Según Azcón-Bieto y Talón (2013), el diagnóstico del estado nutricional de las plantas más adecuado corresponde al análisis químico del material vegetal, con el cual se mide la concentración de un nutriente en el tejido. Los análisis reflejan de mejor forma el contenido de nutriente que posee la planta, sin embargo, se verá influenciado por la edad de las hojas, el tipo de elemento o la parte de la planta de donde se tome la muestra a estudiar.

Una vez obtenidos los resultados se puede establecer la concentración de nutrientes en los tejidos vegetales, diagnosticando si existe un nivel crítico (déficit de nutrientes) o un intervalo de suficiencia (Niveles de nutrientes adecuado en la planta), comparando con lo reportado en la literatura (Azcón-Bieto y Talón, 2013).

## **2.7 Curva de absorción de nutrientes**

Basándonos en análisis químicos periódicos durante el desarrollo vegetal se puede definir la absorción de nutrientes de las plantas según su estado fenológico, y determinar el momento adecuado y la cantidad que se requiere aplicar de nutriente en un cultivo, al observar el ritmo de la demanda de nutrientes, logrando así optimizar el uso de fertilizantes y minimizando las pérdidas (INIA, 2000b).

En la Figura 2.4. se muestra la curva de acumulación relativa total y variación porcentual de absorción de N, P y K a través del ciclo vegetativo en tomate, obtenidas en

base a análisis foliares realizados en lapsos de 20 días. Se debe considerar estos nutrientes como los básicos para realizar cualquier plan de fertilización (INIA, 2000b).

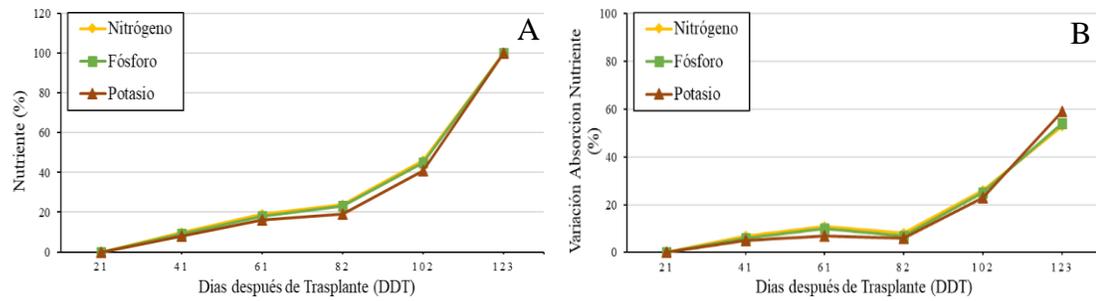


Figura 2.4. A: acumulación relativa total (%) de N, P y K a través del tiempo para un cultivo de tomate; B: variación porcentual de absorción (%) de N, P y K a través del tiempo para un cultivo de tomate. Fuente: INIA (2000b).

### 3 MATERIALES Y MÉTODOS

#### 3.1 Ubicación del experimento

El experimento fue llevado a cabo en los invernaderos de docencia (35°24'31.8"S 71°38'02.2"W) pertenecientes a la Facultad de Ciencias Agrarias de la Universidad de Talca, campus Lircay. Los análisis de nutrientes en tejidos vegetales de *S. radicans* se determinaron en el laboratorio del Centro Tecnológico de Suelos y Cultivos (CTSyC), de la Facultad de Ciencias Agrarias de la Universidad de Talca.

#### 3.2 Preparación de Sustrato

El sustrato usado fue una mezcla de 1:1 de perlita y turba, inerte químicamente y sin sales solubles. Se rellenaron 115 maceteros de plástico de un volumen de 1,47 L (14 cm de diámetro superior, 11 cm de diámetro inferior y 12 cm de alto).

#### 3.3 Obtención y enraizamiento de los rizomas de *S. radicans*

Con fecha 25 de septiembre del año 2018, se realizó una selección de rizomas de *S. radicans* de plantas madre provenientes de la localidad de Quillaípe, comuna de Chiloé, cultivadas en los Invernaderos de Docencia ubicados dentro de la Universidad de Talca. Se procedió a cortar los rizomas en trozos pequeños de dos nudos, no más allá de 6 cm de largo, y con 1 o 2 hojas capaces de realizar fotosíntesis, como se observa en la Figura 3.1.

En total, se obtuvieron de este procedimiento 115 trozos de rizomas lo más homogéneo posibles, y se plantaron individualmente en maceteros con el sustrato mencionado.

Estos fueron dejados en una piscina de 10 cm de altura, ubicada dentro de uno de los invernaderos, con el fin de enraizar en condiciones de saturación de humedad, por un

tiempo de 59 días. Adicionalmente se realizó riego por aspersión 3 veces al día (el 1<sup>er</sup> riego a las 7:00 am, el 2<sup>o</sup> riego a las 12:45 pm y el 3<sup>er</sup> riego a las 5:00 pm) con duración de 5 minutos. Una vez establecido el material en las macetas, se ubicaron dentro del mismo invernadero sobre mesones, bajo el mismo riego por aspersión mencionado.

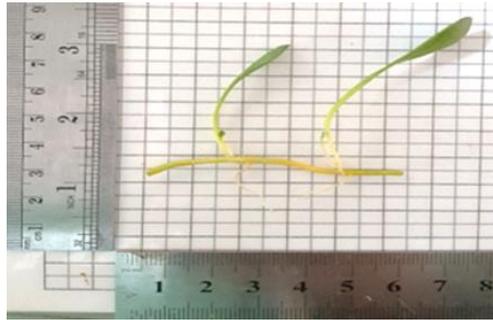


Figura 3.1. Trozo de rizoma de *S. radicans* utilizado para el experimento.

### 3.4 Descripción de los tratamientos

El experimento consistió en 3 tratamientos que variaban en la aplicación del fertilizante 18N-18P<sub>2</sub>O<sub>5</sub>-18K<sub>2</sub>O en agua, en distintas concentraciones de N. Cada tratamiento tuvo 4 repeticiones, cada una conformada por 5 unidades experimentales (5 macetas). Adicionalmente, se incluyeron 15 unidades experimentales por cada tratamiento, para ser utilizadas en la obtención de material vegetal para análisis mensual de nutrientes.

Durante un periodo de 5 meses (23 de noviembre de 2018 al 22 de abril de 2019) se realizaron aplicaciones de solución fertilizante de acuerdo al tratamiento a cada unidad experimental (incluyendo las macetas utilizadas para análisis de material vegetal), 2 veces en la semana, los días martes y viernes.

El tratamiento 0 mg L<sup>-1</sup> de N (testigo) consistió solo en la aplicación de agua común (de la llave, proveniente de la Universidad) sin adición de fertilizante; el tratamiento 150 mg L<sup>-1</sup> de N consistió en la aplicación de solución preparada con 150 mg L<sup>-1</sup> de N en base al fertilizante 18N-18P<sub>2</sub>O<sub>5</sub>-18K<sub>2</sub>O y agua común; y el tratamiento 300 mg L<sup>-1</sup> de N

consistió en la aplicación de solución preparada con 300 mg L<sup>-1</sup> de N en base al mismo fertilizante en agua común. Las respectivas concentraciones de nutrientes se muestran en el Cuadro 3.1.

Desde el 23-11-2018 hasta el 18-12-2018, se utilizó un volumen de 60 mL de solución fertilizante en cada riego para cada unidad experimental de acuerdo al tratamiento. Desde el día 21-12-2018 hasta el 15-02-2019, se utilizó un volumen de 100 mL de solución fertilizante, y desde el día 19-02-2019 hasta el 19-04-2019 se volvió a utilizar el volumen de 60 mL de agua por cada unidad experimental.

Cuadro 3.1. Concentraciones de nutrientes de fertilizante 18N-18P<sub>2</sub>O<sub>5</sub>-18K<sub>2</sub>O aplicado durante el proyecto para cada unidad experimental según tratamiento.

	0 mg L <sup>-1</sup> de N	150 mg L <sup>-1</sup> de N	300 mg L <sup>-1</sup> de N			
	Volumen de solución (ml)	60 y 100	60	100	60	100
	18N-18P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> -18K <sub>2</sub> O (mg)	0	50	83,3	100	170
Nutrientes	mg	mg	mg	mg	mg	
Nitrógeno total (N)	0	9,0	15,0	18,0	30,6	
Nitrógeno nítrico (NO <sub>3</sub> )	0	5,0	8,2	9,9	16,8	
Nitrógeno amoniacal (NH <sub>4</sub> )	0	2,2	6,7	8,1	13,8	
Fosforo (P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> )	0	9,0	15,0	18,0	30,6	
Potasio (K <sub>2</sub> O)	0	9,0	15,0	18,0	30,6	
Magnesio (MgO)	0	0,50	0,83	1,00	1,70	
Azufre (S)	0	0,50	0,83	1,00	1,70	
Boro (B)	0	0,010	0,017	0,020	0,034	
Zinc (Zn)	0	0,010	0,017	0,020	0,034	
Cobre (Cu)	0	0,005	0,008	0,010	0,017	
Fierro (Fe)	0	0,015	0,025	0,030	0,051	
Manganeso (Mn)	0	0,005	0,008	0,010	0,017	
Molibdeno (Mo)	0	0,003	0,004	0,005	0,009	

\*Se utilizaron 60 mL de solución en cada riego por todo el experimento, exceptuando el periodo entre 21-12-2018 al 15-02-2019, que se utilizó un volumen de solución de 100 mL.

Además, los tratamientos recibieron riegos diarios por el sistema de aspersores del invernadero de docencia. Desde el 23-11-2018 hasta el 05-11-2018, los riegos se realizaron 3 veces al día (7:00 am, 12:45 pm y 5:00 pm) con duración de 5 minutos. Desde el día 06-12-2018 hasta el 19-02-2019, los riegos fueron 4 veces en el día (7:00 am, 11:45 pm, 2:00 pm y 5:00 pm) con duración de 5 minutos. Y desde la fecha de 20-02-2019 hasta el 22-04-2019, los riegos se realizaron 4 veces en el día (7:00 am, 11:45 pm, 2:00 pm y 5:00 pm) con duración de 3 minutos.

El caudal promedio de los aspersores fue de  $0,08 \text{ L h}^{-1}$ , y había un traslape entre aspersores, otorgándole aproximadamente  $0,16 \text{ L h}^{-1}$  ( $0,026 \text{ L min}^{-1}$ ) a cada macetero.

### **3.5 Diseño del experimento**

El día 23 de noviembre del año 2018 se procedió a cambiar los maceteros desde la piscina donde se encontraban enraizando a las mesas de trabajo ubicadas dentro del mismo invernadero, con 4 repeticiones por tratamiento de 5 maceteros cada una (con una planta en cada macetero). El diseño experimental utilizado fue un diseño completamente al azar con la dosis de fertilizante como factor.

### **3.6 Evaluaciones**

#### *3.6.1 Cobertura*

Los días 23 de cada mes se realizaron las mediciones de cobertura vegetal de 60 plantas distribuidas en los 3 tratamientos, mediante dos modalidades: mediciones de diámetro y por fotogrametría.

##### *3.6.1.1 Mediciones de diámetro*

Se midieron dos diámetros (uno el mayor, y el otro perpendicular a éste) de las plantas con un pie de metro (Figura 3.2). Y debido a que *S. radicans* mantiene una altura constante, ésta no se contempló para los cálculos de área ni % de cobertura.

Una vez obtenido el largo y el ancho (mm) se multiplican ambos valores para la obtención del área ( $\text{mm}^2$ ) y se comparó con el área total de la superficie superior del macetero ( $19.600 \text{ mm}^2$ ), de esta forma se pudo obtener una relación entre ambos datos logrando determinar un % de cobertura:

$$\% \text{ Cobertura} = \frac{\text{Diámetro 1 (mm)} * \text{Diámetro 2 (mm)}}{\text{Área del Macetero (mm}^2\text{)}} * 100$$



Figura 3.2. Medición de planta con pie de metro.

### 3.6.1.2 Mediciones por fotogrametría

Para realizar una medición más exacta del % de cobertura, se utilizó el programa “ImagenJ” el cual es capaz de calcular un área a través de las variaciones de colores de una imagen en pixeles (Px), por lo que se fotografió la parte superior de cada macetero y se analizaron en el programa, el cual arrojó el área cubierta por la planta. Este valor es comparado con el área del macetero, logrando calcularse el % de cobertura:

$$\% \text{ Cobertura} = \frac{\text{Área de color verde (Px}^2\text{)}}{\text{Área total del macetero (Px}^2\text{)}} * 100$$

### 3.6.2 Toma de muestras de tejido vegetal

La toma de muestra consistió en la selección al azar de 3 macetas (destinadas para la obtención de material vegetal) por cada tratamiento, con el fin de poder extraer toda la planta (hojas, tallos y raíces) presente en el macetero, eliminando con agua el sustrato de las raíces y dejándolas en bolsas de papel individuales.

### 3.6.2.1 Obtención de materia seca

Una vez obtenida la muestra, se llevó al laboratorio de Suelos en donde se realizó el pesaje del material fresco, luego se prosiguió al secado en un horno a una temperatura constante de 70°C, hasta alcanzar peso constante.

Luego se prosiguió a calcular el porcentaje de materia seca (M.S.):

$$g\ 100g^{-1}\ MS = \frac{\text{Peso Verde (g)} - \text{Peso Seco (g)}}{\text{Peso Verde (g)}} * 100$$

### 3.6.2.2 Análisis químico

Con las muestras secas se llevó a cabo, en el CTSyC de la Universidad de Talca, el análisis del tejido vegetal para los elementos N, P, K, Ca, Mg, B, Mn, Zn, Cu, Fe y Na. Con esta información se realizó la curva de absorción relativa de nutrientes y la acumulación de éstos en la planta.

Debido a que el peso mínimo que se requiere para realizar un análisis químico de una muestra de materia seca es de 1,15 g, durante los meses de diciembre y enero las plantas del experimento no lograron alcanzar este peso, por ello se juntaron las 3 muestras que se tomaron de cada tratamiento y se analizaron como una. En febrero, marzo y abril, las muestras de material vegetal lograron superar el peso mínimo requerido para ser analizadas químicamente por separadas.

## 4 RESULTADOS

### 4.1 Cobertura

En la Figura 4.1 se muestran las curvas de cobertura para los 3 tratamientos obtenidas por la medición del diámetro de la planta (A) y por fotometría (B), con ambas metodologías se observan las diferencias de los tratamientos al finalizar el experimento. El tratamiento con 300 mg L<sup>-1</sup> de N fue el que obtuvo la mayor cobertura.

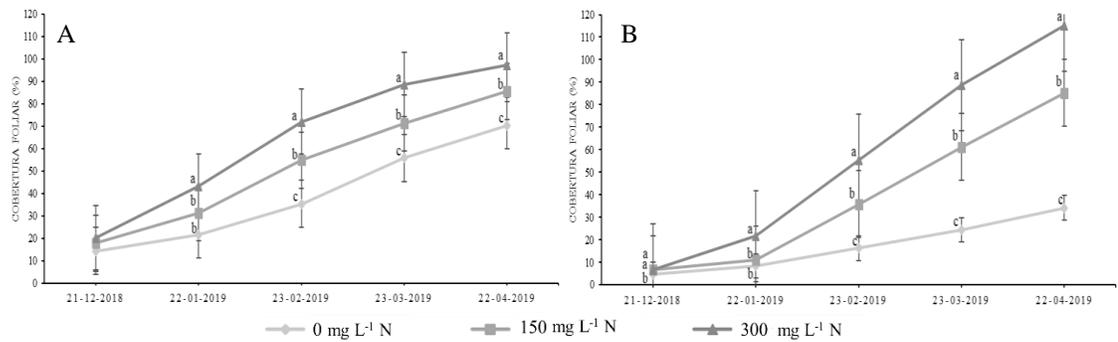


Figura 4.1. Cobertura (%) obtenida en 5 fechas distintas, para los tratamientos 0 mg L<sup>-1</sup> de N, 150 mg L<sup>-1</sup> de N y 300 mg L<sup>-1</sup> de N. A: Mediciones realizadas por medio de multiplicación de diámetros; B: Mediciones realizadas por fotometría.

Valores seguidos por la misma letra, dentro de una fecha, no difieren estadísticamente. Test LSD valor  $p \leq 0,05$ , con barras de error estándar.

Con ambas metodologías de medición se registraron diferencias. Sin embargo, la cobertura medida con fotometría registró diferencias entre los tratamientos más temprano en el desarrollo de las plantas (Figura 4.1.B). En el caso de cobertura obtenida con mediciones del diámetro, los valores comienzan a ser diferentes más avanzado en el desarrollo de las plantas (Figura 4.1.A).

Ambas formas de medir cobertura de planta mostraron casi durante todo el experimento que el tratamiento 300 mg L<sup>-1</sup> de N fue el que obtuvo una mayor cobertura (finalizando con 97% y 115% para 4.1. A y 4.1. B, respectivamente), seguido por el tratamiento 150 mg L<sup>-1</sup> de N, con una cobertura igual para ambas formas de medir (85%). En el tratamiento control, los valores fueron inferiores a los anteriores, y con la medición de diámetro se alcanzó una cobertura de 70%, mientras con fotometría fue de un 35%.

Esta diferencia de valores se debió a que las mediciones realizadas por metodología de diámetro por diámetro, abarcan un área de cobertura más amplia que la real (Figura 4.2.C), no siendo así el caso de la fotometría (Figura 4.2.B), que es capaz de seleccionar solo el área de la planta.

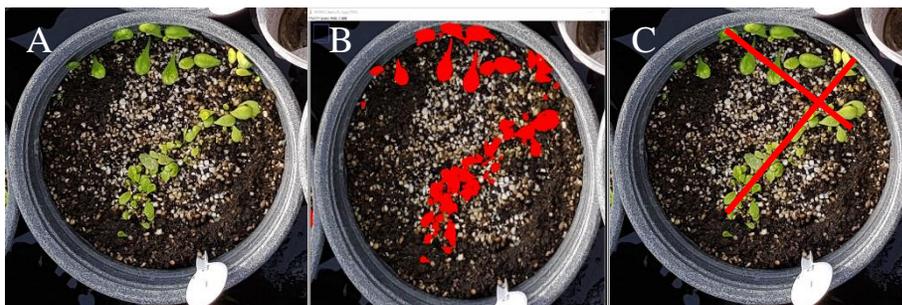


Figura 4.2. Unidad experimental del tratamiento 0 mg L<sup>-1</sup> de N, repetición 3.3, día 22 de abril del 2019. A: Imagen sin edición; B: Imagen medida por fotometría; C: Imagen medida por metodología de multiplicación de diámetro.

## 4.2 Mediciones de tejido vegetal

### 4.2.1 Materia seca (MS)

El peso seco de las plantas fluctuó en el periodo entre 13 y 20 g 100 g<sup>-1</sup>, con excepción de la medición de febrero, cuyos valores estuvieron entre 9 y 10 g 100 g<sup>-1</sup> (Cuadro 4.1). Los valores fueron estadísticamente similares para los tres tratamientos durante los meses de diciembre, febrero y abril.

Durante los meses de enero y marzo hubo diferencias significativas entre los tratamientos, siendo el tratamiento con 300 mg L<sup>-1</sup> de N mayor al testigo.

Cuadro 4.1. Materia seca (g 100 g<sup>-1</sup>) de *S. radicans* (planta completa) sometida a tres tratamientos de solución fertilizante (0, 150 y 300 mg L<sup>-1</sup> de N) en 5 fechas distintas.

Tratamiento	21-12-2018	22-01-2019	23-02-2019	23-03-2019	22-04-2019
0 mg L <sup>-1</sup> N	13,89	15,15 b	9,80	20,22 b	15,16
150 mg L <sup>-1</sup> N	21,48	12,95 ab	9,68	14,40 a	14,29
300 mg L <sup>-1</sup> N	12,66	10,80 a	9,50	13,70 a	12,80
Valor P	0,1566	0,0203	0,9270	0,0389	0,2404
Significancia	n.s.	*	n.s.	*	n.s.

Promedios en una columna seguidos por la misma letra no difieren estadísticamente, test LSD valor  $p \leq 0,05$ . N.S = no significativo; \* = significativo ( $p \leq 0,05$ ); \*\* = altamente significativo (valor  $p \leq 0,01$ ).

En cuanto a la acumulación de MS, hubo diferencias entre el tratamiento de mayor fertilización y el testigo a contar del mes de enero hasta la última medición, siendo el tratamiento con mayor fertilización el que acumuló la mayor cantidad. Cabe hacer notar que desde el mes de febrero al mes de marzo hubo una disminución en la tasa de crecimiento de *S. radicans* para los tratamientos testigo y 300 mg L<sup>-1</sup> de N, pudiendo deberse a la disminución del volumen de agua aplicada a los tratamientos (vía riego por aspersión y fertirriego).

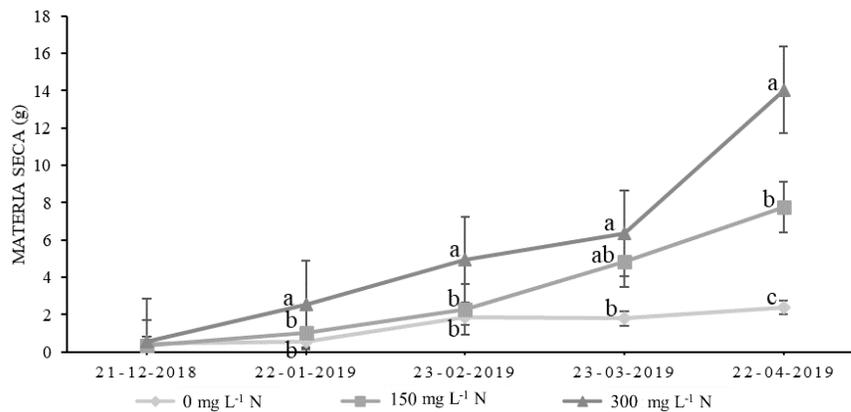


Figura 4.3. Materia seca acumulada (g), en 5 fechas distintas, para los tratamientos 0 mg L<sup>-1</sup> de N, 150 mg L<sup>-1</sup> de N y 300 mg L<sup>-1</sup> de N.

Valores seguidos por la misma letra, dentro de una fecha, no difieren estadísticamente. Test LSD valor  $p \leq 0,05$ , con barras de error estándar.

El tratamiento 300 mg L<sup>-1</sup> de N logró alcanzar durante el periodo del experimento 14,04 g de MS, seguido por el tratamiento 150 mg L<sup>-1</sup> de N (7,76 g MS) y en un último lugar el tratamiento 0 mg L<sup>-1</sup> de N con 2,39 g de MS.

#### 4.2.2 Análisis químico de agua y de nutrientes

En el Cuadro 4.2 se muestran los resultados del análisis químico del agua utilizada para el experimento y sus respectivos aportes de elementos a los tratamientos al final del experimento.

Cuadro 4.2. Análisis químico del agua ( $\text{mg L}^{-1}$ ) utilizada en el experimento.

<b>Nutriente</b>	<b>mg L<sup>-1</sup></b>	<b>Características</b>	
<b>N</b>	0,98	<b>pH</b>	8,01
<b>P</b>	0,01	<b>C.E.</b>	0,196
<b>Mn</b>	0,01	<b>RAS</b>	1,41
<b>Zn</b>	0,001		
<b>Fe</b>	0,02		
<b>B</b>	0,04		
<b>Cl</b>	11,41		
<b>HCO<sub>3</sub></b>	119,32		
<b>SO<sub>4</sub></b>	13,68		
<b>Ca</b>	16,80		
<b>Mg</b>	3,36		
<b>K</b>	2,00		
<b>Na</b>	17,00		
<b>Cu</b>	No detectado		
<b>CO<sub>3</sub></b>	No detectado		

#### 4.2.2.1 Macronutrientes

En los elementos N, P y K se observó el mismo comportamiento a lo largo del experimento. El tratamiento 300 mg L<sup>-1</sup> de N fue el que obtuvo la mayor concentración de N, P y K, alcanzando en enero y febrero su punto más alto, igual a 4,2 g 100 g<sup>-1</sup> de N (Figura 4.4, A), 0,56 g 100 g<sup>-1</sup> de P (Figura 4.4, B) y 3,99 g 100 g<sup>-1</sup> de K (Figura 4.4, C) y disminuyendo al llegar a abril (2,97 g 100 g<sup>-1</sup> de N, 0,43 g 100 g<sup>-1</sup> de P y 2,75 g 100 g<sup>-1</sup> de K), esto se repite de la misma forma para los otros 2 tratamientos (Figura 4.4). Sin embargo, los únicos elementos que presentaron diferencias significativas entre los tratamientos fueron el N y el P durante febrero, marzo y abril.

Para los elementos Ca y Mg, el tratamiento control fue el que obtuvo una mayor concentración de éstos al final del experimento con valores de 1,35 g 100 g<sup>-1</sup> de Ca y 0,58 g 100 g<sup>-1</sup> de Mg, seguido por el tratamiento 150 mg L<sup>-1</sup> de N (1,20 g 100 g<sup>-1</sup> de Ca y 0,55 g 100 g<sup>-1</sup> de Mg) y en un último lugar el tratamiento 300 mg L<sup>-1</sup> con una concentración de 1,20 g 100 g<sup>-1</sup> de Ca y 0,48 g 100 g<sup>-1</sup> de Mg (Figura 4.4, D y Figura 4.4, E). Pero estos valores no presentaron diferencias significativas entre sus tratamientos, a excepción del Mg durante el mes de marzo.

La acumulación de macronutrientes tuvo diferencias entre los tratamientos, durante los meses de febrero, marzo y abril, exceptuando Mg durante marzo. La mayor acumulación se registró en las plantas tratadas con la dosis de 300 mg L<sup>-1</sup> de N, seguido por el tratamiento 150 mg L<sup>-1</sup> de N y en un último lugar el tratamiento control. El N fue el nutriente con mayor acumulación en el tiempo, seguido por K, Ca, Mg y P, en ese orden respectivamente (Figura 4.5).

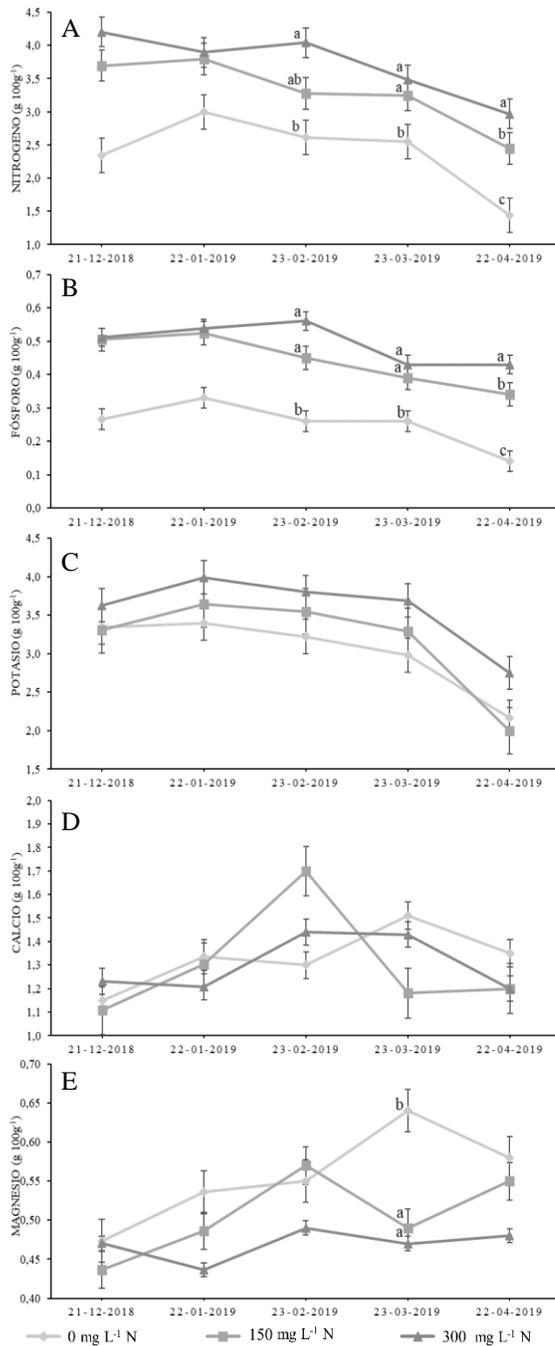


Figura 4.4. Concentración de nutrientes ( $\text{g } 100 \text{ g}^{-1}$ ) para los tratamientos 0, 150 y 300  $\text{mg L}^{-1}$  de N. A: Nitrógeno; B: Fósforo; C: Potasio; D: Calcio; E: Magnesio.

Valores seguidos por la misma letra, dentro de una fecha, no difieren estadísticamente. Test LSD,  $p \leq 0,05$ , con barras de error estándar.

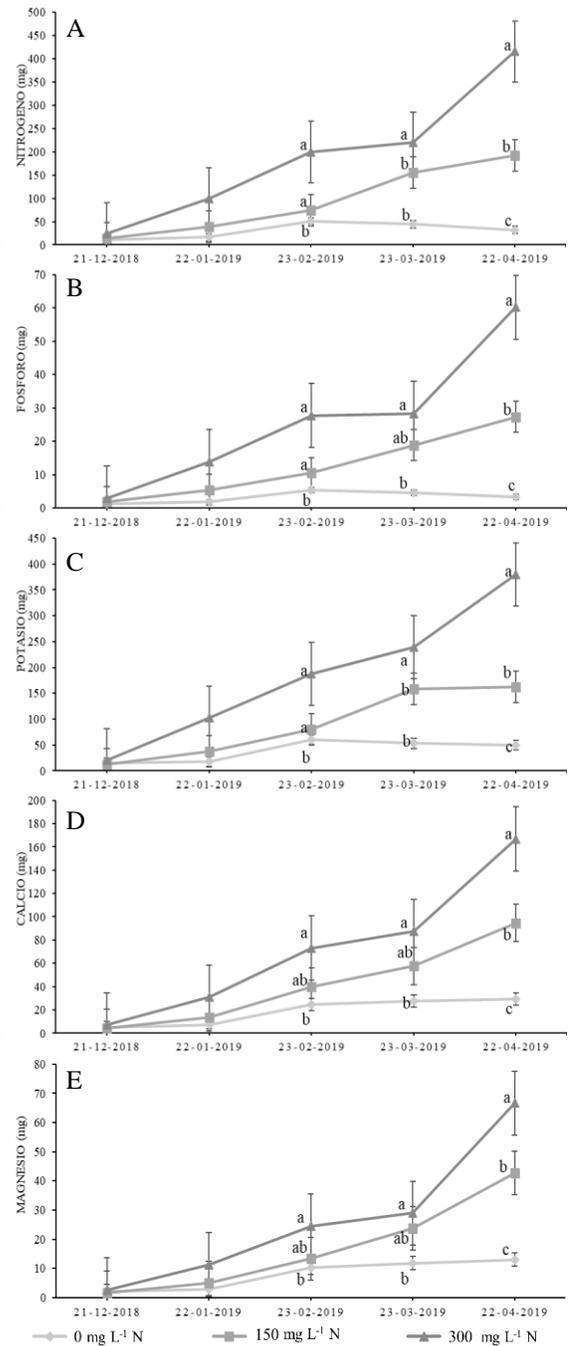


Figura 4.5. Nutrientes acumulados ( $\text{mg}$ ) para los tratamientos 0, 150 y 300  $\text{mg L}^{-1}$  de N. A: Nitrógeno; B: Fósforo; C: Potasio; D: Calcio; E: Magnesio.

Valores seguidos por la misma letra, dentro de una fecha, no difieren estadísticamente. Test LSD,  $p \leq 0,05$ , con barras de error estándar.

#### 4.2.2.2 Micronutrientes

En el caso de los micronutrientes analizados, solo en el Mn y el Zn hubo diferencias significativas entre los tratamientos, durante el mes de abril para Mn y marzo y abril para Zn.

El tratamiento con la dosis de 300 mg L<sup>-1</sup> de N registró el valor más alto de concentración para los micronutrientes; exceptuando para B, que obtuvo su mayor concentración con el tratamiento de 150 mg L<sup>-1</sup> de N alcanzando 31,44 mg kg<sup>-1</sup> durante el mes de abril. Para los otros elementos, el tratamiento con 300 mg L<sup>-1</sup> de N alcanzó en diciembre una concentración de 349,15 mg kg<sup>-1</sup> de Fe, en enero la concentración más alta de Mn y Cu (73,55 mg kg<sup>-1</sup> y 3,85 mg kg<sup>-1</sup>, respectivamente) y en abril 53,28 mg kg<sup>-1</sup> de Zn (Figura 4.6).

Sin embargo, en los micronutrientes se apreciaron varios picos de concentración entre los tratamientos, en enero el tratamiento control alcanzó 79,00 mg L<sup>-1</sup> de Mn (Figura 4.6, A) y 32,34 mg kg<sup>-1</sup> de B (Figura 4.6, E), el tratamiento 150 mg L<sup>-1</sup> de N alcanzó en febrero 422,72 mg kg<sup>-1</sup> de Fe (Figura 4.6, D).

Todos los micronutrientes analizados presentaron diferencias significativas entre los tratamientos en la acumulación en el tiempo al llegar a abril. El tratamiento 300 mg L<sup>-1</sup> de N fue el que tuvo las concentraciones finales más altas (excepto en Cu, Fe y B donde no hubo diferencias), seguido por el tratamiento con dosis de 150 mg L<sup>-1</sup> de N y en un último lugar el tratamiento sin adición de fertilizantes. El Fe fue el nutriente con mayor acumulación, seguido por Zn, Mn, B y Cu, en ese orden respectivamente (Figura 4.7).

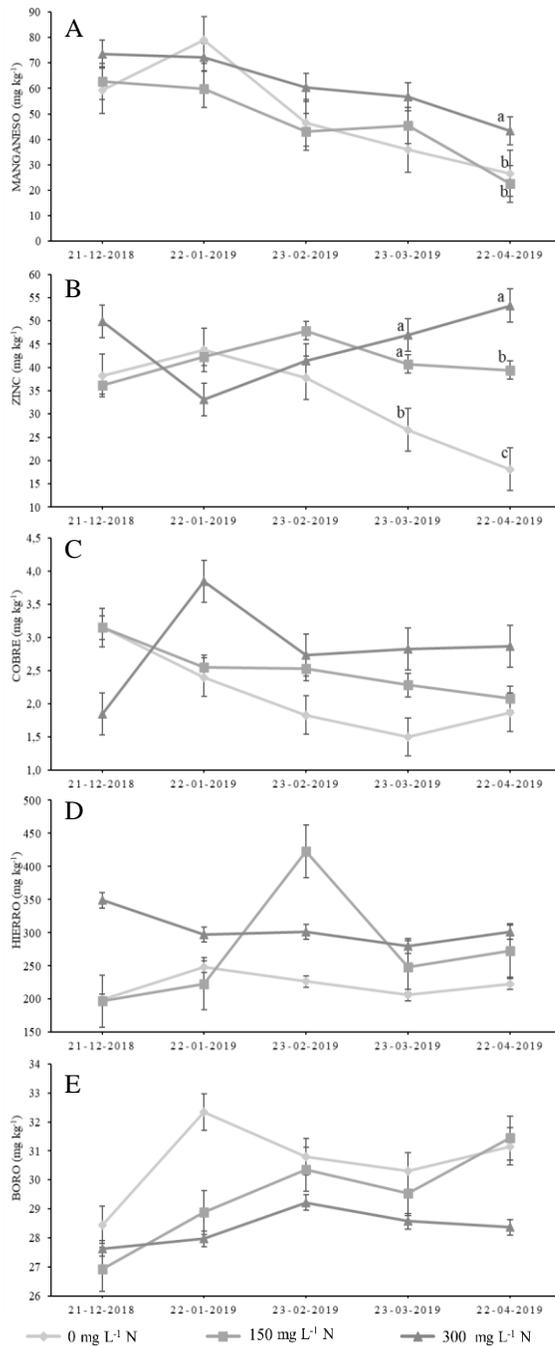


Figura 4.6. Concentración de nutrientes ( $\text{mg kg}^{-1}$ ) para los tratamientos 0, 150 y  $300 \text{ mg L}^{-1}$  de N. A: Manganeso; B: Zinc; C: Cobre; D: Hierro; E: Boro.

Valores seguidos por la misma letra, dentro de una fecha, no difieren estadísticamente. Test LSD,  $p \leq 0,05$ , con barras de error estándar.

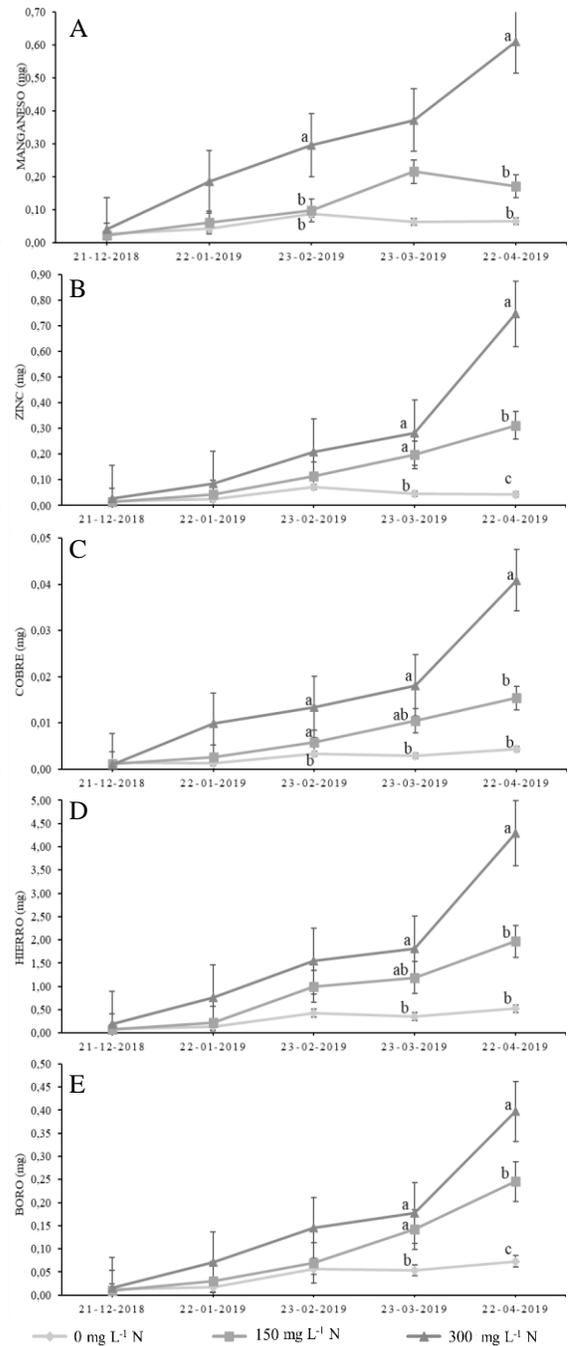


Figura 4.7. Nutrientes acumulados (mg), en 5 fechas distintas, para los tratamientos 0, 150 y  $300 \text{ mg L}^{-1}$  de N. A: Manganeso; B: Zinc; C: Cobre; D: Hierro; E: Boro.

Valores seguidos por la misma letra, dentro de una fecha, no difieren estadísticamente. Test LSD,  $p \leq 0,05$ , con barras de error estándar.

#### 4.2.2.3 Elementos no esenciales

Al ser *S. radicans* una planta halófila, era esperado que las concentraciones de Na en los tres tratamientos (Figura 4.8, A) fueran mayores que los rangos que soportan el resto de las plantas, de 0,002 hasta 0,15% de Na (Cuadro 2.2). La mayor concentración para Na se registró durante el mes de febrero en el tratamiento control (1,91 g 100 g<sup>-1</sup>), que no fue significativamente distinta a la del tratamiento 150 mg L<sup>-1</sup> de N, y también fue alta en marzo, donde superó a ese tratamiento. Por otra parte, el tratamiento 300 mg L<sup>-1</sup> de N registró en abril una mayor acumulación de Na que el resto de los tratamientos (145,73 mg) (figura 4.8, B), seguido del tratamiento 150 mg L<sup>-1</sup> de N (86,67 mg), y quedando el tratamiento control al final con una acumulación de 36,08 mg de Na.

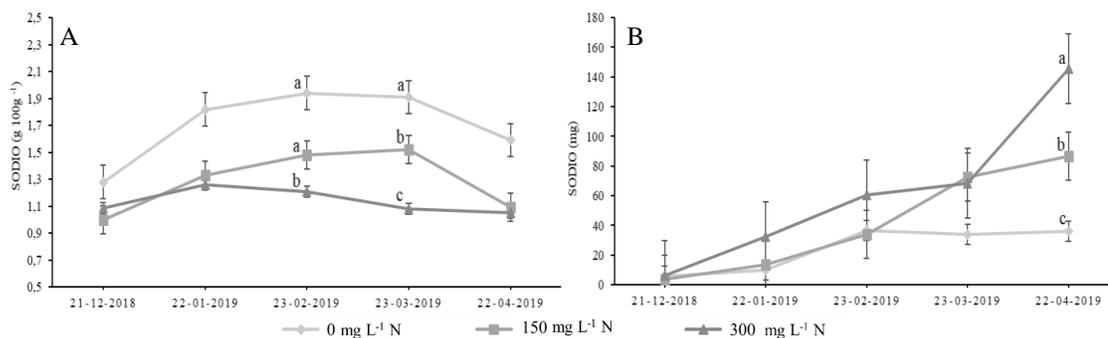


Figura 4.8. A: Concentración de Sodio (g 100 g<sup>-1</sup>) para los tratamientos 0, 150 y 300 mg L<sup>-1</sup> de N; B: Sodio acumulado (mg), para los tratamientos 0, 150 y 300 mg L<sup>-1</sup> de N.

Valores seguidos por la misma letra, dentro de una fecha, no difieren estadísticamente. Test LSD,  $p \leq 0,05$ , con barras de error estándar.

## 5 DISCUSIÓN

Las tasas de crecimiento de las plantas dependen de factores ambientales como radiación y temperatura, así como disponibilidad de agua y nutrientes. Al someter a las plantas de todos los tratamientos a los mismos factores de crecimiento, y solo variar la disponibilidad de nutrientes, se puede determinar cómo estos influyen en el crecimiento.

Durante el experimento se dieron las condiciones de crecimiento que requiere *S. radicans* en su ambiente natural; humedad constante mediante aspersion, exposición al sol (bajo invernadero) y temperaturas acordes al umbral térmico de crecimiento. Ogden (1974) indicó que las temperaturas para el crecimiento dentro de un invernadero oscilaron entre un mínimo nocturno promedio de 20°C a un máximo promedio durante el día de 30° C, y la humedad relativa entre 90 y 60%.

Las temperaturas máximas medias del aire durante los meses de diciembre a febrero oscilaron entre los 20 y 35°C (Figura 5.1), a lo cual se suman aproximadamente 2 y 3 grados para estimar las temperaturas a las cuales estuvieron sometidas las plantas, debido a que estuvieron en invernadero, por ello se alcanzaron temperaturas más altas. Además, durante el mes de febrero a las plantas se les redujo el volumen de agua del riego por aspersion y de la solución fertilizante, lo cual pudo desencadenar estrés.

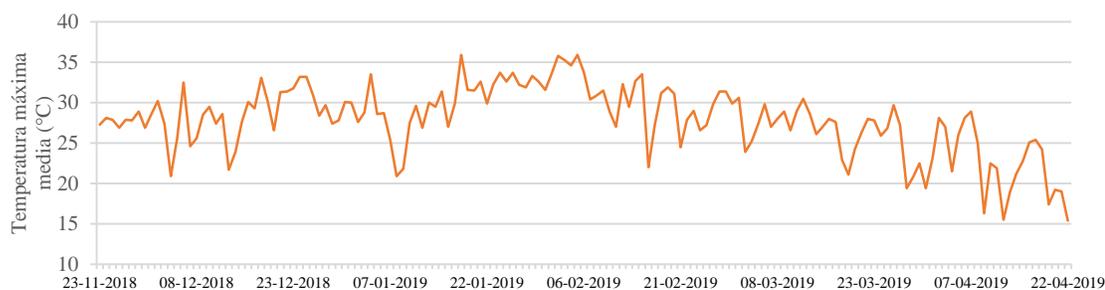


Figura 5.1. Temperatura máxima media diaria (°C) en Talca desde el 23-11-2018 hasta el 22-04-2019. Fuente: Estación climatológica de la Universidad Católica del Maule.

Según lo planteado por Azcón-Bieto y Talón (2013), la MS, al ser un conjunto de asimilados, enzimas, proteínas y nutrientes, varía con facilidad durante el desarrollo

fisiológico de la planta. Por lo tanto, es esperable que durante el desarrollo de las plantas su valor aumentara. La accesión utilizada de *S. radicans* solo crece de forma vegetativa, omitiendo la fase reproductiva debido a que no alcanza a completar el fotoperiodo de su lugar original (Chiloé) superior a 16 horas de luz en el día más largo; en la zona de Talca el día más largo es de 15 horas y 33 minutos de luz (Yáñez, 1996). Por ello el porcentaje de MS puede ser comparado con praderas forrajeras en pleno desarrollo vegetativo, el cual varía entre 12 y 20% durante verano (alta temperatura y fácil deshidratación), la época que alcanza mayor porcentaje de MS (Teuber *et al.*, 2007). En el experimento se obtuvieron rangos similares a los descritos por Teuber *et al.* (2007) para los 3 tratamientos, exceptuando el mes de febrero, momento en el cual los valores disminuyeron a 9,5% aproximadamente. Lo anterior puede ser justificado por la disminución de agua aplicada en ese momento, lo cual pudo causar estrés hídrico.

En relación a la concentración de nutrientes, en general fue mayor a medida que la dosis de fertilizante fue más alta. Se infiere que la tasa de absorción de nutrientes fue buena en el experimento debido a que la solución fertilizante fue aplicada muy cerca de la zona radicular de las plantas que recibieron fertilizante (tratamientos 150 y 300 mg L<sup>-1</sup> de N). En el caso del tratamiento control, se observó que también hubo un aporte nutricional por parte del agua de riego usada (Cuadro 4.2), siendo suficiente para que estas plantas alcanzaran los rangos establecidos por Larcher (1996), exceptuando para Cu.

La concentración de nutrientes varió entre los tratamientos y en general fue disminuyendo a través del tiempo, excepto para Mg, Zn y B (Figura 4.6 y Figura 4.4).

Los elementos N, P y K, se comportaron de forma similar, sus concentraciones tienden a decrecer al aumentar la edad de la planta y llegar a su estado de madurez (Azcón-Bieto y Talón, 2013) y comparando su concentración con los rangos establecidos para césped (Cuadro 2.4) y forrajeras (Cuadro 2.5), los tres elementos se encuentran dentro de los rangos óptimos. El tratamiento sin fertilización fue capaz de obtener una mayor concentración de Ca y Mg en comparación a los otros 2 tratamientos, debido a que el

agua de riego presenta este elemento, y al disminuir los otros nutrientes del medio, la planta es capaz de absorber más fácil aquellos que ingresen por difusión (Marschner, 2015). Aun así, los 3 tratamientos se encuentran dentro de los rangos establecidos por Jones (1980), pero sobresalen de los rangos para forrajeras (Cuadro 2.5).

Todos los micro nutrientes analizados (excepto el Cu) estuvieron dentro de los rangos establecidos por Varga y Fonseca (1989) y por Jones (1980), exceptuando el Fe, que se encuentra sobre los valores descritos para césped.

Con respecto al N, P, Mn y Zn, para las plantas tratadas con la dosis de 300 mg L<sup>-1</sup> de N, se registró la mayor concentración para estos nutrientes.

El único elemento que se encontró bajo los rangos establecidos tanto por Jones (1970), Larcher (1996) y Varga y Fonseca (1989) fue el Cu, lo cual podría haber limitado el crecimiento de las plantas. Marschner (2012) explica que un exceso de Ca y N pueden inhibir la correcta absorción de Cu. Además, indica que, en suelos alcalinos, el pH ocasiona problemas para la absorción de los micronutrientes, en comparación a los macro nutrientes (exceptuando P). El agua utilizada para el experimento posee un pH de 8, sin embargo, los otros micronutrientes no se vieron afectados. El agua de riego no presentó registro de Cu y la cantidad aplicada por el fertilizante no fue suficiente para alcanzar la concentración de referencia reportada por los autores mencionados anteriormente.

Las plantas tratadas con la dosis de 300 mg L<sup>-1</sup> obtuvieron una mayor producción de MS y porcentaje de cobertura por sobre los otros dos tratamientos. Esto concuerda con la literatura, la cual indica que entre más nutrientes absorbe la planta, esta será capaz de acumular mayor biomasa y concentración de nutrientes (Azcón-Bieto y Talón, 2013).

Elementos como S, Cl y Na se encontraron en alta concentración en el agua de riego, por lo tanto, no debieron haber restringido el crecimiento de las plantas. Por otra parte, Mo y S fueron aplicados por medio del fertilizante.

También debemos considerar que *S. radicans* es una halófito facultativa (coloniza incluso en ambientes con baja o nula presencia de salinidad) y puede mantener una concentración salina interna normal. En general, las plantas que resisten altas concentraciones de Na pueden presentar tres mecanismos de tolerancia: 1), aumento en la concentración de sales en los tejidos de sus hojas que luego caen; 2), excluyendo el Na en sus tejidos por medio de células modificadas como tricomas, y; 3) adaptación de sus estomas para tolerar un mayor estrés osmótico. Con estas medidas la planta es capaz de seguir creciendo, formando nuevas hojas y teniendo una mayor supervivencia de las hojas más viejas (Munns y Tester, 2008 y Bronwyn *et al.*, 2007). Esto explicaría cómo las plantas crecieron aún con concentraciones de Na sobre  $1 \text{ g } 100\text{g}^{-1}$  en los tres tratamientos, siendo el tratamiento control el que obtuvo la mayor concentración.

Debido a la capacidad de *S. radicans* de acumular elementos como el Na en sus tejidos, (raíces, tallos o follaje), se abre la posibilidad de poder ser utilizada como una planta fitoremediadora de suelos salinos. Según los criterios de selección de plantas a utilizar deben tener las siguientes características: ser tolerantes a altas concentraciones de elementos, ser acumuladoras de elementos (por ejemplo, metales pesados) y, tener una rápida tasa de crecimiento y alta productividad, idealmente las especies usadas con este propósito deben ser locales, representativas de la comunidad natural y ser fácilmente cosechables (Nuñez *et al.*, 2004). *S. radicans* cumple con estos criterios, al tolerar altas concentraciones de Na y acumularlos, tener una rápida tasa de crecimiento y estar lista para la cosecha en 4 meses. Sólo no cumple con la alta productividad en términos de biomasa, en comparación a otras especies, pero las demás características se cumplen.

La concentración de nutrientes para obtener el 90% de rendimiento máximo sería con una fertilización con solución de una concentración mayor a  $300 \text{ mg L}^{-1}$  de N a partir de un fertilizante, ya que la planta con esa concentración no mostró toxicidad y sí una mayor acumulación de MS, cobertura y acumulación de nutrientes igual o superior al resto de los tratamientos. Por lo tanto, faltó incluir un tratamiento superior al máximo utilizado, para observar fitotoxicidad y así poder determinar un punto óptimo de fertilización.

## 6 CONCLUSIONES

La materia seca de los 3 tratamientos (control, 150 mg L<sup>-1</sup> de N y 300 mg L<sup>-1</sup> de N) se encontró en el rango de 12 a 20%, similar a lo reportado para praderas. Además, el tratamiento con mayor dosis de fertilización, en el periodo de crecimiento desde diciembre 2018 a abril 2019, logró acumular 14 g de MS en una superficie de 153,94 cm<sup>2</sup>, superando a los tratamientos control y 150 mg L<sup>-1</sup>, por 82,98 y 44,73%, respectivamente.

Para las dos metodologías de medición de cobertura que se utilizaron existen diferencias significativas entre tratamientos, siendo el tratamiento 300 mg L<sup>-1</sup> el que obtuvo sobre 100% de cobertura de la superficie del macetero, superando al tratamiento control y 150 mg L<sup>-1</sup>.

Este resultado también se repite para la acumulación de nutrientes en el tiempo, siendo estadísticamente distintos los tratamientos. Los nutrientes se acumularon en el tratamiento 300 mg L<sup>-1</sup> en el siguiente orden:

Macronutrientes: N>K>Ca>Mg>P                      Micronutrientes: Fe>Zn>Mn>B>Cu

A lo largo del experimento, las concentraciones de N, P, K, Mn, Zn, Cu y Fe fueron más altas en el tratamiento con mayor dosis de fertilización, pero solo hubo diferencias significativas entre los tratamientos en las concentraciones de N, P, Mn y Zn. Por otra parte, Ca, Mg y B resultaron poseer una concentración más alta en el tratamiento control.

Dentro de los rangos establecidos por Larcher (1996) para la concentración de nutrientes, *S. radicans* logró en todos sus tratamientos alcanzar estos valores, exceptuando el Cu, que se encontraba bajo el rango, al igual que para los valores establecidos para césped y planta forrajera. La concentración de Fe demostró estar sobre el rango propuesto por Jones (1980) y las concentraciones de Ca, Mg y B poseían valores más altos que los rangos establecidos por Vargas y Fonseca (1989).

Al ser una planta halófito, su concentración de Na sobrepasa a  $1 \text{ g } 100\text{g}^{-1}$  en todos los tratamientos, estando más concentrada en las plantas sin fertilización. Los resultados indicarían que la fertilización, además de aportar en el crecimiento vegetativo y de producción de MS, también disminuiría la concentración de Na en *S. radicans*.

Se logró determinar que al aplicar una dosis más alta de nutrientes a *S. radicans* su cobertura, acumulación de MS y de nutrientes mensual sería más alta que el tratamiento control (sin fertilizar), pero no necesariamente la concentración de los nutrientes o el porcentaje de materia seca variará debido al factor de nivel de fertilizante.

En futuros experimentos sería recomendable incluir tratamientos de concentraciones superiores de nutrientes, puesto que, al parecer, no se llegó a una concentración que fuera fitotóxica.

## 7 BIBLIOGRAFÍA

Azcón-Bieto, J. y Talón, M. 2013. Fundamentos de Fisiología Vegetal. Segunda edición. Editorial McGraw-Hill. Madrid, España. 669p.

Bidwell, R. 1972. Fisiología Vegetal. Primera edición. A.G.T. Editor S.A. Ontario, Canadá. 804p.

Bouchra, M. 1998. Hydroponic Systems. Volume 13. No. 4. Horticultural Engineering, Rutgers University. New Jersey, United States. 10p. Recuperado en: <<http://horteng.envsci.rutgers.edu/newsletter/1998/vol13-4.pdf>> Consultado el: 25 de mayo de 2019.

Bronwyn, B., Vera-Estrella, R., Balderas, E., y Pantoja, O. 2007. Mecanismos de tolerancia a la salinidad en plantas. Revista Biotecnología. 14: 263-272.

Bruce, F. 1985. Early New Zealand Botanical Art. First edition. Richard King/Edsetera Book Productions. Auckland, New Zealand. 142 p.

Cavanilles, A. 1799. Anales de Historia Natural. 1: 41-45.

Croquist, A. 1981. An integrated system of classification of flowering plants. Columbia University Press. New York, United States. 1262p.

Durán, S. 2016. Cuantificación de Inulina y Aislamiento de metabolitos secundarios desde la hierba de las marismas (*Selliera radicans* Cav). Memoria para optar al título de Ingeniero Agrónomo, Facultad de Ciencias Agrarias. Universidad de Talca. Talca, Chile. 67p.

Fuenzalida, H. 2011. Estudio del crecimiento y reproducción por semilla de la hierba de marismas (*Selliera radicans*). Memoria para optar al título de Ingeniero Agrónomo, Facultad de Ciencias Agrarias. Universidad de Talca. Talca, Chile. 89p.

Funk, V., Bayer, R., Keeley, S., Chan, R., Watson, L., Gemeinholzer, B., Schilling, E., Panero, J., Baldwin, B., Garcia-Jacas, N., Susanna, A. y Jansen, R. 2005. Everywhere but Antarctica: using a supertree to understand the diversity and distribution of the Compositae. Proceedings of a Symposium on Plant Diversity and Complexity Patterns-Local, Regional and Global Dimensions. 55: 343-374.

Havlin, J., Beaton, J., Tisdale, S., y Nelson, W. 1999. Soil Fertility and Fertilizers: An Introduction to Nutrient Management. Sixth edition. Prentice Hall. New Jersey, United States. 499p.

Heywood, V., Brummitt, R., Culham, K., y Seberg, O. 1978. Flowering Plant Families of the World. First edition. Oxford University Press. Oxford, England. 159p.

Instituto de Investigación Agropecuaria (INIA), 2000a. Cálculo Básicos para fertirrigar. Boletín N°26. INIA Kampenaike. Punta Arenas, Chile. 30p.

Instituto de Investigación Agropecuaria (INIA), 2000b. Metodología de fertirrigar. Boletín N°19. INIA Kampenaike. Punta Arenas, Chile. 18p.

Instituto de Investigación Agropecuaria (INIA), 2013a. Sistema de cultivo hidropónico diseñado para agricultura urbana. Boletín N°41. INIA Intihuasi. La Serena, Chile. 4p.

Instituto de Investigación Agropecuaria (INIA), 2013b. Fertilización y Manejo del Suelo en Hortalizas: Alcachofa, Apio, Lechuga, Pepino Dulce, Pimiento, Tomate y Zanahoria. Boletín N°271. INIA Intihuasi. La Serena, Chile. 112p.

International Fertilizer Industry Association (IFA), 1992. World Fertilizer Use Manual. IFA. París, Francia. 632p. Recuperado en: <<http://www.fertilizer.org>> Consultado el: 17 de abril de 2019.

Jones, J. 1980. Turf Analysis. *Golf Course Management*. 48: 29-32.

Larcher, W. 1996. Physiological plant ecology: ecophysiology and stress physiology of functional groups. Third edition. Editorial Springer-Verlag Berlin Heidelberg. New York, United States. 506p.

Maturana, D. 2014. Evaluación del crecimiento de *Selliera radicans* en techos verdes bajo tres regímenes de riego diferentes. Memoria para optar al título de Ingeniero Agrónomo. Facultad de Ciencias Agrarias. Universidad de Talca. Talca, Chile. 71p.

Marschner, H. 2012. Mineral Nutrition of Higher Plants. Third edition. Institute of Plant Nutrition. Academic Press. Cambridge, United States. 651p.

Moreira, A. 2006. Posición Filogenética y distribución de los géneros de compuestas chilenas, con algunas notas biogeográficas. *Revista del Jardín Botánico Chagual*. 4:12-28.

Munns, R., y Tester, M. 2008. Mechanisms of salinity tolerance. *The Annual Review of Plant Biology*. 59: 651-681.

Nuñez, R., Meas, Y., Ortega, R., y Olguin, E. 2004. Fitorremediación: fundamentos y aplicaciones, *Revista Ciencia*. 55: 69-83.

Odgen, J. 1974. Observations on two coastal ecotypes of *S. radicans* Cav. (Goodeniaceae) growing in the Manawatu District of New Zealand. *New Zealand Journal of Botany*. 12: 541-550.

Piaggese, A. 2014. Los microelementos en la nutrición vegetal. Primera edición. Valagro Spa. Chieti, Italia. 72p.

Ramírez, C. San Martín, C. y Figueroa, H. 2000. Clasificación y ordenación multivariada de un complejo vegetacional de marisma (Valdivia, Chile). Revista Geográfica de Valparaíso. 31: 211-223.

Ramos F. 2011. Nutrición vegetal. Primera edición. Universidad Autónoma de Aguascalientes. Aguascalientes, México. 486p.

Reiche, K. 1910. Flora de Chile. Primera edición. Imprenta Cervantes. Santiago, Chile. 463p.

San Martín, C. Contreras, D. San Martín, J. y Ramírez, C. 1992. Vegetación de las marismas del centro-sur de Chile. Revista Chilena de Historia Natural. 65: 327-342.

San Martín, C. Subiabre, M. y Ramírez, C. 2006. Estudio florístico y vegetacional de una gradiente latitudinal en marismas del centro-sur de Chile. Revista de Ciencia e Investigación Agraria. 31: 37-45.

Soquimich Comercial S.A. (SQMC) 2016. Ficha de descripción general de Ultrasol Multiusos. SQMC. Santiago, Chile. 1p.

Teuber, N. Balocchi, O. y Parga, J. 2007. Manejo del pastoreo. Primera edición. INIA Remehue. Osorno, Chile. 121p.

Valenzuela, C. 2015. Estudio fitoquímico en el cúbresuelo nativo *Selliera radicans* Cav. Memoria para optar al título de Ingeniero Agrónomo. Facultad de Ciencias Agrarias. Universidad de Talca. Talca, Chile. 68p.

Vargas, E. y Fonseca, H. 1989. Contenido Mineral y proteico de forrajes para rumiantes en Pastoreo en Costa Rica. Primera edición. Editorial de la Universidad de Costa Rica. San José, Costa Rica. 217p.

Watson, L., y Dallwitz, M. 1992. The families of Flowering Plants: descriptions, illustrations, identification, and information retrieval. Second edition, Australia. Recuperado en: < <https://www.delta-intkey.com/angio/www/goodenia.htm> > Consultado el: 17 de mayo del 2019.

Yáñez, P. 1996. Análisis del Fotoperiodo en Chile y su aplicación al cultivo de crisantemo en Talca. Tesis para optar al título de Ingeniero Agrónomo. Escuela de Agronomía. Universidad de Talca. Talca, Chile.

## 8 ANEXOS

Cuadro 8.1. Cobertura (%) obtenida por las mediciones realizadas con metodología de multiplicación de diámetro en 5 fechas distintas, para los tratamientos 0 mg L<sup>-1</sup> de N, 150 mg L<sup>-1</sup> de N y 300 mg L<sup>-1</sup> de N.

Tratamiento	21-12-2018	22-01-2019	23-02-2019	23-03-2019	22-04-2019
<b>T1 - 0 mg L<sup>-1</sup></b>	14,25	21,67 b	35,27 c	55,74 c	70,36 c
<b>T2 - 150 mg L<sup>-1</sup></b>	17,76	31,26 b	54,80 b	71,36 b	85,51 b
<b>T3 - 300 mg L<sup>-1</sup></b>	20,18	43,33 a	72,08 a	88,55 a	97,41 a
<b>Valor P</b>	0,1275	0,0005	0,0000	0,0000	0,0000
<b>Significancia</b>	n.s.	*	**	**	**

Promedios en una columna seguidos por la misma letra no difieren estadísticamente, test LSD valor  $p \leq 0,05$ . N.S = no significativo; \* = significativo ( $p \leq 0,05$ ); \*\* = altamente significativo (valor  $p \leq 0,01$ ).

Cuadro 8.2. Cobertura (%) obtenido por fotometria en 6 fechas distintas, para los tratamientos 0 mg L<sup>-1</sup> de N, 150 mg L<sup>-1</sup> de N y 300 mg L<sup>-1</sup> de N.

Tratamiento	04-12-2018	21-12-2018	22-01-2019	23-02-2019	23-03-2019	22-04-2019
<b>0 mg L<sup>-1</sup> N</b>	3,15	4,56 b	8,44 b	16,24 c	24,50 c	34,22 c
<b>150 mg L<sup>-1</sup> N</b>	4,54	6,83 a	11,12 b	35,90 b	61,21 b	85,25 b
<b>300 mg L<sup>-1</sup> N</b>	4,03	6,85 a	21,65 a	55,58 a	88,69 a	115,02 a
<b>Valor P</b>	0,0936	0,0453	0,0000	0,0000	0,0000	0,0000
<b>Significancia</b>	n.s.	*	**	**	**	**

Promedios en una columna seguidos por la misma letra no difieren estadísticamente, test LSD valor  $p \leq 0,05$ . N.S = no significativo; \* = significativo ( $p \leq 0,05$ ); \*\* = altamente significativo (valor  $p \leq 0,01$ ).

Cuadro 8.3. Materia seca (g) acumulada en 5 fechas distintas, para los tratamientos 0 mg L<sup>-1</sup> de N, 150 mg L<sup>-1</sup> de N y 300 mg L<sup>-1</sup> de N.

Tratamiento	21-12-2018	22-01-2019	23-02-2019	23-03-2019	22-04-2019
<b>0 mg L<sup>-1</sup> N</b>	0,45 ab	0,54 b	1,85 b	1,79 b	2,39 c
<b>150 mg L<sup>-1</sup> N</b>	0,37 a	1,03 b	2,31 b	4,82 ab	7,76 b
<b>300 mg L<sup>-1</sup> N</b>	0,57 b	2,56 a	4,94 a	6,35 a	14,04 a
<b>Valor P</b>	0,0853	0,0049	0,0241	0,0354	0,0003
<b>Significancia</b>	n.s.	*	*	*	*

Promedios en una columna seguidos por la misma letra no difieren estadísticamente, test LSD valor  $p \leq 0,05$ . N.S = no significativo; \* = significativo ( $p \leq 0,05$ ); \*\* = altamente significativo (valor  $p \leq 0,01$ ).

Cuadro 8.4. Concentración de Nitrógeno (g 100g<sup>-1</sup>) obtenido en 5 fechas distintas, para los tratamientos 0 mg L<sup>-1</sup> de N, 150 mg L<sup>-1</sup> de N y 300 mg L<sup>-1</sup> de N.

Tratamiento	21-12-2018	22-01-2019	23-02-2019	23-03-2019	22-04-2019
<b>0 mg L<sup>-1</sup> N</b>	2,34	3,00	2,61 b	2,55 b	1,44 c
<b>150 mg L<sup>-1</sup> N</b>	3,70	3,79	3,28 ab	3,25 a	2,45 b
<b>300 mg L<sup>-1</sup> N</b>	4,20	3,90	4,04 a	3,48 a	2,97 a
<b>Valor P</b>	-	-	0,0224	0,0273	0,0005
<b>Significancia</b>	-	-	*	*	*

Promedios en una columna seguidos por la misma letra no difieren estadísticamente, test LSD valor  $p \leq 0,05$ . n.s. = no significativo; \* = significativo ( $p \leq 0,05$ ); \*\* = altamente significativo (valor  $p \leq 0,01$ ). Los meses de Diciembre y Enero poseen un tamaño de muestra inferior al mínimo para ser analizado estadísticamente, por ello no se encuentran sus valores de significancia y valor P.

Cuadro 8.5. Nitrógeno acumulado (mg) obtenido en 5 fechas distintas, para los tratamientos 0 mg L<sup>-1</sup> de N, 150 mg L<sup>-1</sup> de N y 300 mg L<sup>-1</sup> de N.

Tratamiento	21-12-2018	22-01-2019	23-02-2019	23-03-2019	22-04-2019
0 mg L <sup>-1</sup> N	10,45	16,18	50,77 b	44,32 b	32,32 c
150 mg L <sup>-1</sup> N	13,55	39,06	74,26 b	154,91 a	191,84 b
300 mg L <sup>-1</sup> N	23,82	99,92	199,40 a	219,46 a	415,39 a
Valor P	-	-	0,0129	0,0140	0,0001
Significancia	-	-	*	*	**

Promedios en una columna seguidos por la misma letra no difieren estadísticamente, test LSD valor  $p \leq 0,05$ . n.s. = no significativo; \* = significativo ( $p \leq 0,05$ ); \*\* = altamente significativo (valor  $p \leq 0,01$ ). Los meses de Diciembre y Enero poseen un tamaño de muestra inferior al mínimo para ser analizado estadísticamente, por ello no se encuentran sus valores de significancia y valor P.

Cuadro 8.6. Concentración de Fósforo (g 100g<sup>-1</sup>) obtenido en 5 fechas distintas, para los tratamientos 0 mg L<sup>-1</sup> de N, 150 mg L<sup>-1</sup> de N y 300 mg L<sup>-1</sup> de N.

Tratamiento	21-12-2018	22-01-2019	23-02-2019	23-03-2019	22-04-2019
0 mg L <sup>-1</sup> N	0,27	0,33	0,26 b	0,26 b	0,14 c
150 mg L <sup>-1</sup> N	0,50	0,52	0,45 a	0,39 a	0,34 b
300 mg L <sup>-1</sup> N	0,51	0,54	0,56 a	0,43 a	0,43 a
Valor P	-	-	0,0028	0,0185	0,0001
Significancia	-	-	*	*	**

Promedios en una columna seguidos por la misma letra no difieren estadísticamente, test LSD valor  $p \leq 0,05$ . n.s. = no significativo; \* = significativo ( $p \leq 0,05$ ); \*\* = altamente significativo (valor  $p \leq 0,01$ ). Los meses de Diciembre y Enero poseen un tamaño de muestra inferior al mínimo para ser analizado estadísticamente, por ello no se encuentran sus valores de significancia y valor P.

Cuadro 8.7. Fósforo acumulado (mg) obtenido en 5 fechas distintas, para los tratamientos 0 mg L<sup>-1</sup> de N, 150 mg L<sup>-1</sup> de N y 300 mg L<sup>-1</sup> de N.

Tratamiento	21-12-2018	22-01-2019	23-02-2019	23-03-2019	22-04-2019
0 mg L <sup>-1</sup> N	1,19	1,79	5,38 b	4,60 b	3,36 c
150 mg L <sup>-1</sup> N	1,85	5,40	10,44 b	18,84 ab	27,26 b
300 mg L <sup>-1</sup> N	2,90	13,80	27,68 a	28,27 a	60,15 a
Valor P	-	-	0,0056	0,0309	0,0003
Significancia	-	-	*	*	*

Promedios en una columna seguidos por la misma letra no difieren estadísticamente, test LSD valor  $p \leq 0,05$ . n.s. = no significativo; \* = significativo ( $p \leq 0,05$ ); \*\* = altamente significativo (valor  $p \leq 0,01$ ). Los meses de Diciembre y Enero poseen un tamaño de muestra inferior al mínimo para ser analizado estadísticamente, por ello no se encuentran sus valores de significancia y valor P.

Cuadro 8.8. Concentración de Potasio (g 100g<sup>-1</sup>) obtenido en 5 fechas distintas, para los tratamientos 0 mg L<sup>-1</sup> de N, 150 mg L<sup>-1</sup> de N y 300 mg L<sup>-1</sup> de N.

Tratamiento	21-12-2018	22-01-2019	23-02-2019	23-03-2019	22-04-2019
0 mg L <sup>-1</sup> N	3,35	3,40	3,22	2,98	2,17
150 mg L <sup>-1</sup> N	3,30	3,64	3,55	3,29	2,00
300 mg L <sup>-1</sup> N	3,63	3,99	3,80	3,69	2,75
Valor P	-	-	0,2905	0,1352	0,5514
Significancia	-	-	n.s.	n.s.	n.s.

Promedios en una columna seguidos por la misma letra no difieren estadísticamente, test LSD valor  $p \leq 0,05$ . n.s. = no significativo; \* = significativo ( $p \leq 0,05$ ); \*\* = altamente significativo (valor  $p \leq 0,01$ ). Los meses de Diciembre y Enero poseen un tamaño de muestra inferior al mínimo para ser analizado estadísticamente, por ello no se encuentran sus valores de significancia y valor P.

Cuadro 8.9. Potasio acumulado (mg) obtenido en 5 fechas distintas, para los tratamientos 0 mg L<sup>-1</sup> de N, 150 mg L<sup>-1</sup> de N y 300 mg L<sup>-1</sup> de N.

Tratamiento	21-12-2018	22-01-2019	23-02-2019	23-03-2019	22-04-2019
0 mg L <sup>-1</sup> N	14,94	18,33	60,41 b	53,05 b	49,81 b
150 mg L <sup>-1</sup> N	12,11	37,50	79,83 b	158,12 ab	162,78 b
300 mg L <sup>-1</sup> N	20,56	102,30	188,02 a	238,94 a	379,42 a
Valor P	-	-	0,0215	0,0356	0,0031
Significancia	-	-	*	*	*

Promedios en una columna seguidos por la misma letra no difieren estadísticamente, test LSD valor p ≤ 0,05. n.s. = no significativo; \* = significativo (p ≤ 0,05); \*\* = altamente significativo (valor p ≤ 0,01). Los meses de Diciembre y Enero poseen un tamaño de muestra inferior al mínimo para ser analizado estadísticamente, por ello no se encuentran sus valores de significancia y valor P.

Cuadro 8.10. Concentración de Calcio (g 100g<sup>-1</sup>) obtenido en 5 fechas distintas, para los tratamientos 0 mg L<sup>-1</sup> de N, 150 mg L<sup>-1</sup> de N y 300 mg L<sup>-1</sup> de N.

Tratamiento	21-12-2018	22-01-2019	23-02-2019	23-03-2019	22-04-2019
0 mg L <sup>-1</sup> N	1,15	1,34	1,30	1,51	1,35
150 mg L <sup>-1</sup> N	1,11	1,30	1,70	1,18	1,20
300 mg L <sup>-1</sup> N	1,23	1,21	1,44	1,43	1,20
Valor P	-	-	0,1920	0,1249	0,8297
Significancia	-	-	n.s.	n.s.	n.s.

Promedios en una columna seguidos por la misma letra no difieren estadísticamente, test LSD valor p ≤ 0,05. n.s. = no significativo; \* = significativo (p ≤ 0,05); \*\* = altamente significativo (valor p ≤ 0,01). Los meses de Diciembre y Enero poseen un tamaño de muestra inferior al mínimo para ser analizado estadísticamente, por ello no se encuentran sus valores de significancia y valor P.

Cuadro 8.11. Calcio acumulado (mg) obtenido en 5 fechas distintas, para los tratamientos 0 mg L<sup>-1</sup> de N, 150 mg L<sup>-1</sup> de N y 300 mg L<sup>-1</sup> de N.

Tratamiento	21-12-2018	22-01-2019	23-02-2019	23-03-2019	22-04-2019
0 mg L <sup>-1</sup> N	5,14	7,21	24,55 b	27,50 b	29,40 c
150 mg L <sup>-1</sup> N	4,06	13,43	39,96 ab	57,56 ab	94,73 b
300 mg L <sup>-1</sup> N	6,97	30,95	73,10 a	87,50 a	166,88 a
Valor P	-	-	0,0731	0,0215	0,0004
Significancia	-	-	*	*	*

Promedios en una columna seguidos por la misma letra no difieren estadísticamente, test LSD valor p ≤ 0,05. n.s. = no significativo; \* = significativo (p ≤ 0,05); \*\* = altamente significativo (valor p ≤ 0,01). Los meses de Diciembre y Enero poseen un tamaño de muestra inferior al mínimo para ser analizado estadísticamente, por ello no se encuentran sus valores de significancia y valor P.

Cuadro 8.12. Concentración de Magnesio (g 100g<sup>-1</sup>) obtenido en 5 fechas distintas, para los tratamientos 0 mg L<sup>-1</sup> de N, 150 mg L<sup>-1</sup> de N y 300 mg L<sup>-1</sup> de N.

Tratamiento	21-12-2018	22-01-2019	23-02-2019	23-03-2019	22-04-2019
0 mg L <sup>-1</sup> N	0,47	0,54	0,55	0,64 b	0,58
150 mg L <sup>-1</sup> N	0,44	0,49	0,57	0,49 a	0,55
300 mg L <sup>-1</sup> N	0,47	0,44	0,49	0,47 a	0,48
Valor P	-	-	0,4986	0,0143	0,4886
Significancia	-	-	n.s.	*	n.s.

Promedios en una columna seguidos por la misma letra no difieren estadísticamente, test LSD valor p ≤ 0,05. n.s. = no significativo; \* = significativo (p ≤ 0,05); \*\* = altamente significativo (valor p ≤ 0,01). Los meses de Diciembre y Enero poseen un tamaño de muestra inferior al mínimo para ser analizado estadísticamente, por ello no se encuentran sus valores de significancia y valor P.

Cuadro 8.13. Magnesio acumulado (mg) obtenido en 5 fechas distintas, para los tratamientos 0 mg L<sup>-1</sup> de N, 150 mg L<sup>-1</sup> de N y 300 mg L<sup>-1</sup> de N.

Tratamiento	21-12-2018	22-01-2019	23-02-2019	23-03-2019	22-04-2019
0 mg L <sup>-1</sup> N	2,11	2,89	10,10 b	11,77 b	13,02 c
150 mg L <sup>-1</sup> N	1,60	5,01	13,31 ab	23,69 ab	42,69 b
300 mg L <sup>-1</sup> N	2,66	11,19	24,50 a	28,90 a	66,63 a
Valor P	-	-	0,0871	0,0449	0,0005
Significancia	-	-	*	*	*

Promedios en una columna seguidos por la misma letra no difieren estadísticamente, test LSD valor  $p \leq 0,05$ . n.s. = no significativo; \* = significativo ( $p \leq 0,05$ ); \*\* = altamente significativo (valor  $p \leq 0,01$ ). Los meses de Diciembre y Enero poseen un tamaño de muestra inferior al mínimo para ser analizado estadísticamente, por ello no se encuentran sus valores de significancia y valor P.

Cuadro 8.14. Concentración de Manganeso (mg kg<sup>-1</sup>) obtenido en 5 fechas distintas, para los tratamientos 0 mg L<sup>-1</sup> de N, 150 mg L<sup>-1</sup> de N y 300 mg L<sup>-1</sup> de N.

Tratamiento	21-12-2018	22-01-2019	23-02-2019	23-03-2019	22-04-2019
0 mg L <sup>-1</sup> N	59,35	79,00	46,42	36,07	26,63 b
150 mg L <sup>-1</sup> N	62,70	59,75	42,92	45,45	22,45 b
300 mg L <sup>-1</sup> N	73,55	72,25	60,45	56,67	43,38 a
Valor P	-	-	0,0890	0,2983	0,0002
Significancia	-	-	n.s.	n.s.	*

Promedios en una columna seguidos por la misma letra no difieren estadísticamente, test LSD valor  $p \leq 0,05$ . n.s. = no significativo; \* = significativo ( $p \leq 0,05$ ); \*\* = altamente significativo (valor  $p \leq 0,01$ ). Los meses de Diciembre y Enero poseen un tamaño de muestra inferior al mínimo para ser analizado estadísticamente, por ello no se encuentran sus valores de significancia y valor P.

Cuadro 8.15. Manganeso acumulado (mg) obtenido en 5 fechas distintas, para los tratamientos 0 mg L<sup>-1</sup> de N, 150 mg L<sup>-1</sup> de N y 300 mg L<sup>-1</sup> de N.

Tratamiento	21-12-2018	22-01-2019	23-02-2019	23-03-2019	22-04-2019
0 mg L <sup>-1</sup> N	0,03	0,04	0,09 b	0,06	0,07 b
150 mg L <sup>-1</sup> N	0,02	0,06	0,10 b	0,22	0,17 b
300 mg L <sup>-1</sup> N	0,04	0,19	0,30 a	0,37	0,61 a
Valor P	-	-	0,0131	0,0576	0,0000
Significancia	-	-	*	n.s.	**

Promedios en una columna seguidos por la misma letra no difieren estadísticamente, test LSD valor  $p \leq 0,05$ . n.s. = no significativo; \* = significativo ( $p \leq 0,05$ ); \*\* = altamente significativo (valor  $p \leq 0,01$ ). Los meses de Diciembre y Enero poseen un tamaño de muestra inferior al mínimo para ser analizado estadísticamente, por ello no se encuentran sus valores de significancia y valor P.

Cuadro 8.16. Concentración de Zinc (mg kg<sup>-1</sup>) obtenido en 5 fechas distintas, para los tratamientos 0 mg L<sup>-1</sup> de N, 150 mg L<sup>-1</sup> de N y 300 mg L<sup>-1</sup> de N.

Tratamiento	21-12-2018	22-01-2019	23-02-2019	23-03-2019	22-04-2019
0 mg L <sup>-1</sup> N	38,25	43,76	37,80	26,61 b	18,12 c
150 mg L <sup>-1</sup> N	36,19	42,32	47,88	40,73 a	39,42 b
300 mg L <sup>-1</sup> N	49,91	33,10	41,47	46,98 a	53,28 a
Valor P	-	-	0,5869	0,0234	0,0000
Significancia	-	-	n.s.	*	**

Promedios en una columna seguidos por la misma letra no difieren estadísticamente, test LSD valor  $p \leq 0,05$ . n.s. = no significativo; \* = significativo ( $p \leq 0,05$ ); \*\* = altamente significativo (valor  $p \leq 0,01$ ). Los meses de Diciembre y Enero poseen un tamaño de muestra inferior al mínimo para ser analizado estadísticamente, por ello no se encuentran sus valores de significancia y valor P.

Cuadro 8.17. Zinc acumulado (mg) obtenido en 5 fechas distintas, para los tratamientos 0 mg L<sup>-1</sup> de N, 150 mg L<sup>-1</sup> de N y 300 mg L<sup>-1</sup> de N.

Tratamiento	21-12-2018	22-01-2019	23-02-2019	23-03-2019	22-04-2019
0 mg L <sup>-1</sup> N	0,02	0,02	0,07	0,05 b	0,04 c
150 mg L <sup>-1</sup> N	0,01	0,04	0,11	0,20 a	0,31 b
300 mg L <sup>-1</sup> N	0,03	0,08	0,21	0,28 a	0,75 a
Valor P	-	-	0,0967	0,0026	0,0001
Significancia	-	-	n.s.	*	**

Promedios en una columna seguidos por la misma letra no difieren estadísticamente, test LSD valor  $p \leq 0,05$ . n.s. = no significativo; \* = significativo ( $p \leq 0,05$ ); \*\* = altamente significativo (valor  $p \leq 0,01$ ). Los meses de Diciembre y Enero poseen un tamaño de muestra inferior al mínimo para ser analizado estadísticamente, por ello no se encuentran sus valores de significancia y valor P.

Cuadro 8.18. Concentración de Cobre (mg kg<sup>-1</sup>) obtenido en 5 fechas distintas, para los tratamientos 0 mg L<sup>-1</sup> de N, 150 mg L<sup>-1</sup> de N y 300 mg L<sup>-1</sup> de N.

Tratamiento	21-12-2018	22-01-2019	23-02-2019	23-03-2019	22-04-2019
0 mg L <sup>-1</sup> N	3,15	2,40	1,83	1,50	1,87
150 mg L <sup>-1</sup> N	3,15	2,55	2,53	2,28	2,08
300 mg L <sup>-1</sup> N	1,85	3,85	2,73	2,83	2,87
Valor P	-	-	0,5502	0,1813	0,1758
Significancia	-	-	n.s.	n.s.	n.s.

Promedios en una columna seguidos por la misma letra no difieren estadísticamente, test LSD valor  $p \leq 0,05$ . n.s. = no significativo; \* = significativo ( $p \leq 0,05$ ); \*\* = altamente significativo (valor  $p \leq 0,01$ ). Los meses de Diciembre y Enero poseen un tamaño de muestra inferior al mínimo para ser analizado estadísticamente, por ello no se encuentran sus valores de significancia y valor P.

Cuadro 8.19. Cobre acumulado (mg) obtenido en 5 fechas distintas, para los tratamientos 0 mg L<sup>-1</sup> de N, 150 mg L<sup>-1</sup> de N y 300 mg L<sup>-1</sup> de N.

Tratamiento	21-12-2018	22-01-2019	23-02-2019	23-03-2019	22-04-2019
0 mg L <sup>-1</sup> N	0,0014	0,0013	0,0033 b	0,0029 b	0,0044 b
150 mg L <sup>-1</sup> N	0,0012	0,0026	0,0058 b	0,0104 ab	0,0154 b
300 mg L <sup>-1</sup> N	0,0010	0,0099	0,0135 a	0,0181 a	0,0409 a
Valor P	-	-	0,0315	0,0370	0,0180
Significancia	-	-	*	*	*

Promedios en una columna seguidos por la misma letra no difieren estadísticamente, test LSD valor  $p \leq 0,05$ . n.s. = no significativo; \* = significativo ( $p \leq 0,05$ ); \*\* = altamente significativo (valor  $p \leq 0,01$ ). Los meses de Diciembre y Enero poseen un tamaño de muestra inferior al mínimo para ser analizado estadísticamente, por ello no se encuentran sus valores de significancia y valor P.

Cuadro 8.20. Concentración de Hierro (mg kg<sup>-1</sup>) obtenido en 5 fechas distintas, para los tratamientos 0 mg L<sup>-1</sup> de N, 150 mg L<sup>-1</sup> de N y 300 mg L<sup>-1</sup> de N.

Tratamiento	21-12-2018	22-01-2019	23-02-2019	23-03-2019	22-04-2019
0 mg L <sup>-1</sup> N	199,30	248,45	226,53	206,10	222,77
150 mg L <sup>-1</sup> N	197,00	223,15	422,72	248,73	272,40
300 mg L <sup>-1</sup> N	349,15	297,40	301,52	279,78	301,67
Valor P	-	-	0,2672	0,1511	0,6036
Significancia	-	-	n.s.	n.s.	n.s.

Promedios en una columna seguidos por la misma letra no difieren estadísticamente, test LSD valor  $p \leq 0,05$ . n.s. = no significativo; \* = significativo ( $p \leq 0,05$ ); \*\* = altamente significativo (valor  $p \leq 0,01$ ). Los meses de Diciembre y Enero poseen un tamaño de muestra inferior al mínimo para ser analizado estadísticamente, por ello no se encuentran sus valores de significancia y valor P.

Cuadro 8.21. Hierro acumulado (mg) obtenido en 5 fechas distintas, para los tratamientos 0 mg L<sup>-1</sup> de N, 150 mg L<sup>-1</sup> de N y 300 mg L<sup>-1</sup> de N.

Tratamiento	21-12-2018	22-01-2019	23-02-2019	23-03-2019	22-04-2019
0 mg L <sup>-1</sup> N	0,09	0,13	0,43	0,35 b	0,53 b
150 mg L <sup>-1</sup> N	0,07	0,23	1,00	1,19 ab	1,97 b
300 mg L <sup>-1</sup> N	0,20	0,76	1,54	1,81 a	4,29 a
Valor P	-	-	0,1380	0,0293	0,0070
Significancia	-	-	n.s.	*	*

Promedios en una columna seguidos por la misma letra no difieren estadísticamente, test LSD valor  $p \leq 0,05$ . n.s. = no significativo; \* = significativo ( $p \leq 0,05$ ); \*\* = altamente significativo (valor  $p \leq 0,01$ ). Los meses de Diciembre y Enero poseen un tamaño de muestra inferior al mínimo para ser analizado estadísticamente, por ello no se encuentran sus valores de significancia y valor P.

Cuadro 8.22. Concentración de Boro (mg kg<sup>-1</sup>) obtenido en 5 fechas distintas, para los tratamientos 0 mg L<sup>-1</sup> de N, 150 mg L<sup>-1</sup> de N y 300 mg L<sup>-1</sup> de N.

Tratamiento	21-12-2018	22-01-2019	23-02-2019	23-03-2019	22-04-2019
0 mg L <sup>-1</sup> N	28,46	32,34	30,80	30,31	31,16
150 mg L <sup>-1</sup> N	26,92	28,88	30,37	29,53	31,44
300 mg L <sup>-1</sup> N	27,63	27,97	29,22	28,58	28,37
Valor P	-	-	0,8524	0,7187	0,2474
Significancia	-	-	n.s.	n.s.	n.s.

Promedios en una columna seguidos por la misma letra no difieren estadísticamente, test LSD valor  $p \leq 0,05$ . n.s. = no significativo; \* = significativo ( $p \leq 0,05$ ); \*\* = altamente significativo (valor  $p \leq 0,01$ ). Los meses de Diciembre y Enero poseen un tamaño de muestra inferior al mínimo para ser analizado estadísticamente, por ello no se encuentran sus valores de significancia y valor P.

Cuadro 8.23. Boro acumulado (mg) obtenido en 5 fechas distintas, para los tratamientos 0 mg L<sup>-1</sup> de N, 150 mg L<sup>-1</sup> de N y 300 mg L<sup>-1</sup> de N.

Tratamiento	21-12-2018	22-01-2019	23-02-2019	23-03-2019	22-04-2019
0 mg L <sup>-1</sup> N	0,013	0,017	0,057	0,054 b	0,073 c
150 mg L <sup>-1</sup> N	0,010	0,030	0,070	0,142 a	0,246 b
300 mg L <sup>-1</sup> N	0,016	0,072	0,145	0,178 a	0,397 a
Valor P	-	-	0,0514	0,0235	0,0006
Significancia	-	-	n.s.	*	*

Promedios en una columna seguidos por la misma letra no difieren estadísticamente, test LSD valor  $p \leq 0,05$ . n.s. = no significativo; \* = significativo ( $p \leq 0,05$ ); \*\* = altamente significativo (valor  $p \leq 0,01$ ). Los meses de Diciembre y Enero poseen un tamaño de muestra inferior al mínimo para ser analizado estadísticamente, por ello no se encuentran sus valores de significancia y valor P.

Cuadro 8.24. Concentración de Sodio (%) obtenido en 5 fechas distintas, para los tratamientos 0 mg L<sup>-1</sup> de N, 150 mg L<sup>-1</sup> de N y 300 mg L<sup>-1</sup> de N.

Tratamiento	21-12-2018	22-01-2019	23-02-2019	23-03-2019	22-04-2019
0 mg L <sup>-1</sup> N	1,28	1,82	1,94 b	1,91 c	1,59
150 mg L <sup>-1</sup> N	1,00	1,33	1,48 a	1,52 b	1,09
300 mg L <sup>-1</sup> N	1,08	1,26	1,21 a	1,08 a	1,05
Valor P	-	-	0,0018	0,0030	0,1193
Significancia	-	-	*	*	n.s.

Promedios en una columna seguidos por la misma letra no difieren estadísticamente, test LSD valor  $p \leq 0,05$ . n.s. = no significativo; \* = significativo ( $p \leq 0,05$ ); \*\* = altamente significativo (valor  $p \leq 0,01$ ). Los meses de Diciembre y Enero poseen un tamaño de muestra inferior al mínimo para ser analizado estadísticamente, por ello no se encuentran sus valores de significancia y valor P.

Cuadro 8.25. Sodio acumulado (mg) obtenido en 5 fechas distintas, para los tratamientos 0 mg L<sup>-1</sup> de N, 150 mg L<sup>-1</sup> de N y 300 mg L<sup>-1</sup> de N.

Tratamiento	21-12-2018	22-01-2019	23-02-2019	23-03-2019	22-04-2019
0 mg L <sup>-1</sup> N	27,39	36,42	36,67	33,81	36,08 c
150 mg L <sup>-1</sup> N	40,06	36,14	33,97	72,75	86,67 b
300 mg L <sup>-1</sup> N	25,41	59,84	60,60	68,29	145,73 a
Valor P	-	-	0,2211	0,0895	0,0031
Significancia	-	-	n.s.	n.s.	*

Promedios en una columna seguidos por la misma letra no difieren estadísticamente, test LSD valor  $p \leq 0,05$ . n.s. = no significativo; \* = significativo ( $p \leq 0,05$ ); \*\* = altamente significativo (valor  $p \leq 0,01$ ). Los meses de Diciembre y Enero poseen un tamaño de muestra inferior al mínimo para ser analizado estadísticamente, por ello no se encuentran sus valores de significancia y valor P.



Figura 8.1. Selección de 10 hojas escogidas al azar de los tratamientos para su medición (cm), obtenidas el día 22-04-2019. A: tratamiento 300 mg L<sup>-1</sup> de N; B: tratamiento 150 mg L<sup>-1</sup> de N; C: tratamiento 0 mg L<sup>-1</sup> de N.