

UNIVERSIDAD DE LA REPÚBLICA
FACULTAD DE AGRONOMÍA

**EVALUACIÓN DE HERRAMIENTAS PARA EL MONITOREO A CAMPO DEL
NIVEL DE NITRÓGENO EN PLANTAS DE TOMATE**

por

Juan Ignacio BENTANCUR GUIMAREY
Diego Fernando RIVERO ROMÁN

**TESIS presentada como uno de
los requisitos para obtener el
título de Ingeniero Agrónomo.**

MONTEVIDEO
URUGUAY
2020

Tesis aprobada por:

Director:

Ing. Agr. (PhD.) Cecilia Berrueta

Ing. Agr. (MSc.) Rafael Grasso

Ing. Agr. (PhD.) Santiago Dogliotti

Fecha:

29 de octubre de 2020

Autores:

Juan Ignacio Bentancur Guimarey

Diego Fernando Rivero Román

AGRADECIMIENTOS

Agradecemos en principio a nuestros tutores, la Ing Agr. (PhD.) Cecilia Berrueta y el Ing. Agr. (MSc.) Rafael Grasso por habernos dado la oportunidad de trabajar junto a ellos y por su colaboración durante este trabajo.

Agradecemos a la contraparte de la UdelaR. Facultad de Agronomía, el Ing Agr. (PhD.) Santiago Dogliotti por la corrección del presente trabajo.

A todo el personal de INIA Las Brujas y en especial al Técnico Agropecuario Marcelo Falero por su colaboración y ayuda en los trabajos de campo.

Agradecemos al personal de la biblioteca de la UdelaR. Facultad de Agronomía, por la colaboración en la búsqueda bibliográfica y a la Lic. Sully Toledo por los consejos brindados sobre el formato del manuscrito y por la corrección y aprobación del presente documento.

A la Facultad de Agronomía de la Universidad de la República y al cuerpo docente por la educación brindada todos estos años.

A quienes colaboraron de una forma u otra para la realización de este trabajo y nos acompañaron a lo largo de toda nuestra carrera, especialmente nuestros familiares y amigos.

A todos ellos, un saludo y un enorme gracias.

TABLA DE CONTENIDO

	Página
PÁGINA DE APROBACIÓN.....	II
AGRADECIMIENTOS.....	III
LISTA DE CUADROS E ILUSTRACIONES.....	IX
1. <u>INTRODUCCIÓN</u>	1
1.1. OBJETIVOS.....	1
1.1.1. <u>Objetivos generales</u>	2
1.1.2. <u>Objetivos específicos</u>	2
2. <u>REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA</u>	3
2.1. CARACTERÍSTICAS GENERALES DEL TOMATE.....	3
2.2. FORMACIÓN DEL RENDIMIENTO.....	3
2.2.1. <u>Importancia de la nutrición mineral en el rendimiento</u>	4
2.3. NITRÓGENO EN EL CULTIVO DE TOMATE.....	5
2.3.1. <u>Importancia y funciones</u>	5
2.3.2. <u>Requerimientos</u>	5
2.3.3. <u>Deficiencias</u>	6
2.3.4. <u>Excesos y toxicidad</u>	7
2.3.5. <u>Fuentes de nitrógeno</u>	8
2.3.5.1. Materia orgánica.....	8
2.3.5.2. Fertilizantes nitrogenados inorgánicos.....	9
2.3.6. <u>Absorción de nitrógeno</u>	10
2.4. FERTILIZACIÓN CON NITRÓGENO.....	11
2.4.1. <u>Contaminación ambiental</u>	12

2.4.2. <u>Alteraciones en la salud por nitrato</u>	13
2.5. FERTIRRIEGO.....	14
2.5.1. <u>Características particulares de los fertilizantes para fertirriego</u>	14
2.6. DIAGNÓSTICO DE LA DISPONIBILIDAD DE NUTRIENTES EN EL SUELO.....	15
2.6.1. <u>Análisis químico del suelo</u>	15
2.6.2. <u>Análisis de la solución del suelo</u>	16
2.6.2.1. Análisis de la solución del suelo con test rápidos.....	17
2.7. MÉTODOS PARA EL DIAGNÓSTICO DE NUTRIENTES EN LA PLANTA.....	17
2.7.1. <u>Análisis de planta o tejido vegetal</u>	17
2.7.1.1. Interpretación de los resultados del análisis foliar.....	18
2.7.2. <u>Análisis en savia</u>	19
2.7.2.1. Análisis de savia en tomate.....	20
2.7.2.2. Factores que influyen en la concentración de nitrato en savia.....	22
2.8. MÉTODOS RÁPIDOS PARA LA DETERMINACIÓN DEL NITRÓGENO EN PLANTAS.....	23
2.8.1. <u>Test rápidos para el análisis de nitrato en savia</u>	23
2.8.1.1. Electrodo selectivo de iones.....	24
2.8.1.2. Tiras reactivas.....	26
2.8.2. <u>Imágenes a color</u>	27
2.8.2.1. Canales rojo, verde y azul (RGB).....	27
2.8.3. <u>Medidor de clorofila SPAD</u>	28
2.8.4. <u>Comparación de los métodos</u>	30

3. <u>MATERIALES Y MÉTODOS</u>	32
3.1. UBICACIÓN DEL EXPERIMENTO.....	32
3.2. DESCRIPCIÓN DE SUELOS DE LA ZONA.....	32
3.3. DESCRIPCIÓN DEL EXPERIMENTO.....	34
3.3.1. <u>Instalación del cultivo</u>	34
3.4. MANEJO DEL CULTIVO.....	34
3.5. DESCRIPCIÓN DE LOS TRATAMIENTOS Y DEL DISEÑO DEL EXPERIMENTO.....	36
3.5.1. <u>Diseño de los tratamientos</u>	36
3.5.2. <u>Diseño experimental</u>	36
3.5.3. <u>Demanda de nitrógeno por el cultivo</u>	37
3.5.4. <u>Aportes totales de nitrógeno</u>	38
3.6. RECOLECCIÓN DE LAS MUESTRAS.....	40
3.6.1. <u>Para análisis de savia, análisis foliar y fotografía digital</u>	40
3.7. ANÁLISIS EN LABORATORIO.....	41
3.7.1. <u>Análisis foliar</u>	41
3.7.2. <u>Medición de nitrato en savia</u>	41
3.7.3. <u>Fotografías digitales para RGB</u>	42
3.8. MEDICIÓN DE RGB CON PROGRAMA IMAGEJ.....	44
3.9. DETERMINACIÓN DEL ÍNDICE DE ÁREA FOLIAR.....	44
3.9.1. <u>Fotografías para medir área foliar y determinar peso fresco y seco</u>	45
3.9.2. <u>Medición de área foliar</u>	45
3.10. DETERMINACIÓN DEL RENDIMIENTO.....	45
3.11. ANÁLISIS ESTADÍSTICO.....	46

3.11.1. <u>Verificación de supuestos de normalidad y homogeneidad de las varianzas</u>	46
3.11.2. <u>Modelos estadísticos</u>	47
3.11.2.1. Análisis de contenido de nitrógeno foliar y nitrato en savia.....	47
3.11.2.2. Análisis de área foliar y rendimiento.....	47
3.11.3. <u>Comparaciones de medias</u>	48
3.11.4. <u>Correlaciones y regresiones</u>	48
4. <u>RESULTADOS</u>	50
4.1. RELACIÓN ENTRE EL NITRÓGENO FOLIAR Y LA CONCENTRACIÓN DE NO ₃ - EN LOS PECÍOLOS DE LAS HOJAS..	50
4.2. RELACIÓN ENTRE EL CONTENIDO DE NITRÓGENO FOLIAR Y LOS PARÁMETROS RGB DE LAS FOTOGRAFÍAS FOLIARES.....	51
4.3. EFECTO DE NIVELES DE NITRÓGENO EN EL CONTENIDO DE NITRÓGENO FOLIAR Y LA CONCENTRACIÓN DE NITRATO EN SAVIA DE LOS PECÍOLOS.....	54
4.4. EFECTO DE LOS DIFERENTES NIVELES DE NITRÓGENO EN EL RENDIMIENTO Y EL ÍNDICE DE ÁREA FOLIAR.....	57
4.5. RELACIÓN DEL CONTENIDO DE NITRÓGENO FOLIAR Y LA CONCENTRACIÓN DE NITRATO EN SAVIA CON EL RENDIMIENTO.....	58
4.6. RELACIÓN ENTRE CONTENIDO DE NITRÓGENO FOLIAR Y CONCENTRACIÓN DE NITRATO EN SAVIA CON EL ÍNDICE DE ÁREA FOLIAR.....	60
4.7. RELACIÓN ENTRE EL ÍNDICE DE ÁREA FOLIAR Y EL RENDIMIENTO.....	61
4.8. COMPARACIÓN DE LOS VALORES OBTENIDOS DE CONTENIDO DE NITRATO DE SAVIA CON VALORES DE REFERENCIA.....	62

5. <u>DISCUSIÓN</u>	64
5.1. ESTIMACIÓN DEL CONTENIDO DE NITRÓGENO FOLIAR CON ELECTRODO SELECTIVO DE IONES LAQUATWIN Y ANÁLISIS RGB DE FOTOGRAFÍA FOLIAR.....	64
5.2. EFECTO DE LAS DIFERENTES DOSIS DE NITRÓGENO EN EL CONTENIDO DE NITRÓGENO FOLIAR Y LA CONCENTRACIÓN DE NITRATO EN SAVIA	66
6. <u>CONCLUSIONES</u>	69
7. <u>RESUMEN</u>	70
8. <u>SUMMARY</u>	71
9. <u>BIBLIOGRAFÍA</u>	72
10. <u>ANEXOS</u>	104

LISTA DE CUADROS E ILUSTRACIONES

Cuadro No.	Página
1. Extracciones periódicas de nitrógeno del tomate en invernáculo para una producción de 150.000-170.000 kg ha ⁻¹ y densidad de 25.000 plantas ha ⁻¹	6
2. Principales fertilizantes nitrogenados usados en fertirriego.....	14
3. Concentraciones de NO ₃ ⁻ en savia fresca del pecíolo de las hojas en tomate indeterminado.....	21
4. Trabajos realizados en análisis de savia con test rápido para el contenido de N-NO ₃ ⁻	24
5. Perfil del suelo 1.....	32
6. Perfil del suelo 2.....	33
7. Análisis de suelo inicio del ensayo.....	33
8. Análisis del agua que se usó para fertirriego.....	33
9. Demanda de nitrógeno del cultivo de tomate para 200.000 kg ha ⁻¹	38
10. Aportes de nitrógeno por fertirriego en cada tratamiento.....	40
11. Distribución de los muestreos en el tiempo.....	41
12. Coeficientes de correlación entre contenido de nitrógeno foliar y la concentración de nitrato en savia en los pecíolos.....	50
13. Coeficientes de correlación entre el contenido de nitrógeno foliar y los parámetros RGB en los folíolos apical, medio y basal de las hojas.....	51
14. Efecto de los niveles de nitrógeno en el contenido de nitrógeno foliar.....	54
15. Efecto de los niveles de nitrógeno en la concentración de nitrato (NO ₃ ⁻) en savia.....	55
16. Efecto de las dosis agregadas de nitrógeno en el rendimiento en fruto	57
17. Efecto de niveles de nitrógeno en el índice de área foliar.....	58
18. Concentración de NO ₃ ⁻ en savia de pecíolos obtenidos por tratamiento y valores de referencia.....	62
19. Porcentaje de nitrógeno foliar por tratamiento y niveles de referencia.....	63

Figura No.

1.	Esquema del ciclo del nitrógeno en el sistema suelo-planta-ambiente.....	10
2.	Rendimiento en función de la concentración de nutriente en planta. Concentraciones críticas, deficientes y tóxicas.....	19
3.	Relación lineal del contenido de NO_3^- en la savia de pecíolo de tomate con el índice nutricional de nitrógeno (NNI).....	22
4.	Invernáculo en donde se realizó el experimento. Plantas de tomate con 2-3 días de trasplante.....	34
5.	Fotografía de una de las dos parcelas en las que se instalaron 2 tensiómetros, el de a derecha a 30 cm y el de la izquierda a 20 cm de profundidad.....	35
6.	Esquema de la distribución de las unidades en el área del experimento.....	37
7.	Curva de demanda de nitrógeno del cultivo de tomate para $200.000 \text{ kg ha}^{-1}$	38
8.	A la izquierda trozos de pecíolo y prensa de ajo utilizada para extraer la savia. A la derecha electrodo selectivo de iones $\text{LAQUA}^{\text{twin}} \text{NO}_3^-$ marca HORIBA.....	42
9.	Hoja con los 3 folíolos utilizados (apical, central y basal). 18 folíolos por unidad experimental.....	43
10.	Dispositivo para estandarizar las fotografías.....	43
11.	Índice de área foliar a 110 días de trasplante en función del peso fresco de hojas.....	44
12.	Parcela de cosecha con 10 plantas. Tratamiento 2 en uno de los bloques...	46
13.	Concentración de nitrato en savia sin diluir en función del contenido de nitrógeno foliar (%).....	50
14.	Valor de azul en el folíolo del medio de las hojas para los tres tratamientos en función del contenido de nitrógeno foliar.....	52

15. Valor de azul en el folíolo basal de las hojas para los tres tratamientos en función del contenido de nitrógeno foliar.....	53
16. Valor de rojo en el folíolo apical de las hojas para los tres tratamientos en función del contenido de nitrógeno foliar.....	53
17. Valor de rojo en el folíolo apical de las hojas en función del contenido de nitrógeno foliar para el tratamiento 1 y 2.....	54
18. Evolución de la concentración de nitrógeno foliar.	56
19. Evolución de la concentración de nitrato en savia.....	57
20. Rendimiento en función del contenido de nitrógeno foliar.....	58
21. Rendimiento de los tratamientos 2 y 3 en función del contenido de nitrógeno foliar.....	59
22. Rendimiento en función de la concentración de nitrato en savia de pecíolos.....	60
23. Índice de área foliar medido a los 110 días de trasplante en función del contenido de nitrógeno foliar (promedio de los 6 muestreos).....	61
24. Índice de área foliar medido a los 110 días de trasplante en función del contenido de nitrato en savia de pecíolos (promedio de los 6 muestreos)...	61
25. Rendimiento en función del índice de área foliar medido a los 110 días de trasplante.....	62

1. INTRODUCCIÓN

En Uruguay el cultivo de tomate (*Lycopersicon esculentum Miller*) es la segunda hortaliza en volumen de producción con 35235 Mg año⁻¹ (el 80% de la producción en cultivos protegidos), con una superficie de 470 ha y 886 productores (MGAP. DIEA y MGAP. DIGEGRA, 2015).

Los rendimientos del cultivo de tomate desde la temporada 2002-2003 a la temporada 2014-2015 no han aumentado, registrándose para esta última rendimientos de 98 Mg ha⁻¹ y 128 Mg ha⁻¹ para los cultivos protegidos de las zonas Sur y Norte, respectivamente y 30 Mg ha⁻¹ en los cultivos a campo (MGAP. DIEA y MGAP. DIGEGRA, 2015). Estos rendimientos son inferiores a los alcanzables en la región con similares recursos productivos y buen manejo, siendo la principal causa en la mayoría de los sistemas hortícolas, de los bajos ingresos económicos, poniendo en riesgo la sustentabilidad de los predios (Dogliotti et al., 2014).

En virtud de categorizar los factores que se encuentran limitando los rendimientos del cultivo de tomate en Uruguay, Berrueta et al. (2019) reportaron para la zona Sur gran variabilidad de rendimientos entre productores y cultivos con similares recursos productivos (0.9 a 24.3 kg m⁻²), siendo explicada principalmente por el manejo de la nutrición nitrogenada.

La mayor parte de los productores hortícolas realiza el manejo de la fertilización nitrogenada sin contar con información sobre la disponibilidad de nitrógeno (N). Los análisis de suelo y de tejido vegetal en laboratorios, ofrecen resultados muy precisos y son de vital importancia para orientar un programa de fertilización, pero presentan algunas limitantes para su uso rutinario como, por ejemplo, costos y demora en obtener los resultados.

Adecuar el suministro de N con las necesidades de la planta en momentos claves permitiría obtener altos rendimientos, además de disminuir la contaminación ambiental por lixiviación de nitrato y reducir costos económicos en fertilizante.

Los test rápidos que cuantifican el contenido de nitrógeno en las plantas (como mediciones de nitrato en savia o clorofila en hojas), surgen como herramientas complementarias a los análisis en laboratorio, debido al bajo costo y rapidez en obtener los resultados. Estos tests, posibilitan realizar monitoreos rutinarios durante el ciclo del cultivo, permitiendo contar con información muy útil para ajustar las dosis de fertilizantes con mayor precisión y diagnosticar a tiempo las deficiencias o excesos.

El contenido de nitrato en savia puede variar según la localidad, variedad y manejo de los cultivos, por lo cual, la interpretación de las mediciones de las herramientas

de análisis rápido como los electrodos selectivos de iones, requieren que sean evaluadas para que los productores y técnicos incorporen esta tecnología.

1.1.OBJETIVOS

1.1.1. Objetivos generales

El objetivo general de este trabajo consistió en la evaluación de herramientas que permitan un diagnóstico rápido y preciso de los niveles de nitrógeno en el cultivo de tomate bajo invernáculo.

1.1.2. Objetivos específicos

- Evaluación de la medición de nitrato en savia utilizando sistemas de análisis rápido LAQUATwin como indicador del nivel de nitrógeno en planta.
- Evaluación del color de la hoja (determinada mediante RGB) como indicador del nivel de nitrato.

2. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

2.1. CARACTERÍSTICAS GENERALES DEL TOMATE

El tomate pertenece a la familia *Solanaceae*, subfamilia *Solanoideae*, tribu *Solaneae*, género *Lycopersicon* y especie *Lycopersicon esculentum* Miller (Taylor, 1986).

Es una planta herbácea, de porte arbustivo y perenne que se cultiva como anual (Chamorro, 1995). El 70% del sistema radicular de la planta se localiza a menos de 20 cm de profundidad (Chamorro, 1995). Es capaz de crecer entre 10°C y 30°C y no tolera heladas ni anegamientos del suelo (Picken et al., 1986).

La reproducción es por semilla, siendo su producción simple y eficiente pudiéndose obtener cientos de semillas por planta (Lindhout, 2005). El cultivo generalmente se inicia por trasplante (Costa y Heuvelink, 2005). El crecimiento comienza con el desarrollo de un solo tallo, produciendo entre 7 y 11 hojas previo a la transformación de la yema apical en una inflorescencia terminal de tipo racimo (Picken et al. 1986, Heuvelink 2005). Existen cultivares que se comportan como de hábito de crecimiento determinado e indeterminado (Picken et al., 1986). En los de hábito indeterminado el crecimiento continúa a partir de la yema axilar de la hoja más joven, desplazando lateralmente la inflorescencia y formando un nuevo tramo de tallo constituido por 3-4 hojas y una nueva inflorescencia (simpodio). Esta secuencia se repite durante todo el ciclo del cultivo a diferencia de los cultivares determinados, los cuales tienen un hábito tupido (fuerte desarrollo de cogollos axilares) y una floración concentrada en el tiempo (Picken et al. 1986, Heuvelink 2005).

2.2. FORMACIÓN DEL RENDIMIENTO

El rendimiento está determinado por la producción total de biomasa, la partición de la biomasa producida y el contenido de materia seca de los frutos (Heuvelink y Dorais, 2005).

La producción total de biomasa (asimilación neta ($\text{kg CH}_2\text{O ha}^{-1}$) resulta de la fijación de CO_2 ($\text{kg CO}_2 \text{ ha}^{-1}$) y depende de la tasa fotosintética ($\text{kg CO}_2 \text{ ha}^{-1} \text{ dia}^{-1}$), que está determinada por la radiación solar interceptada durante el ciclo del cultivo y por la eficiencia de utilización de la energía solar (Gardner et al., 1985). La radiación interceptada depende de la cantidad de radiación incidente, del área foliar del cultivo y la arquitectura foliar (Gardner et al., 1985). La eficiencia de utilización de la energía solar depende de la concentración de CO_2 , el estado nutricional del cultivo, la disponibilidad de agua, la temperatura y de la edad promedio de las hojas (Dogliotti y Colnago, 2017).

La partición de los asimilados disponibles diariamente entre las distintas partes de la planta se realiza de acuerdo con la capacidad competitiva para recibir o atraer

asimilados de cada parte de la planta (fuerza de fosa) en relación a la fuerza de fosa total de la planta (Marcelis 1996, Heuvelink y Dorais 2005). La partición de los asimilados a los frutos desde las fuentes varía a lo largo del ciclo del cultivo (De Koning 1994, Heuvelink 1997, Heuvelink y Dorais 2005) y depende de la capacidad de los frutos de acumular o consumir asimilados (fuerza de fosa) y del número de frutos en la planta (Heuvelink y Buiskool 1995, Marcelis 1996, Heuvelink 1997). Para obtener los máximos rendimientos es necesario lograr un equilibrio entre la producción de frutos y el crecimiento vegetativo (De Koning 1994, Heuvelink y Dorais 2005).

2.2.1. Importancia de la nutrición mineral en el rendimiento

La nutrición mineral es uno de los principales factores que limita el rendimiento potencial de un determinado genotipo para un sitio determinado (Lovenstein et al., 1993) dado por las condiciones de radiación solar, concentración de CO₂ atmosférico y temperatura (Evans y Fischer 1999, Van Ittersum et al. 2013). Para maximizar el resultado económico y ambiental del cultivo de tomate, es importante generar y aplicar prácticas de manejo tendientes a aprovechar al máximo los insumos (Barbazán, 1998). En este sentido el manejo de la nutrición de las plantas es un aspecto crucial desde el punto de vista fisiológico y económico (Villalobos, 2001).

Las plantas requieren principalmente luz, agua, oxígeno, dióxido de carbono y elementos minerales para crecer (Gárate y Bonilla 2008, Hochmuth et al. 2012). Necesitan un total de 17 elementos minerales, considerados esenciales, para que crezcan y se reproduzcan con normalidad (Bonilla 2008, Martínez et al. 2017). Los tres nutrientes que se encuentran en más abundancia y representan entre el 90 y 95% de la materia seca de la planta son: el carbono (C), hidrógeno (H) y oxígeno (O), obtenidos del agua y del CO₂ atmosférico (Bonilla 2008, Martínez et al. 2017).

Los restantes 14 elementos provienen principalmente del suelo (fracción mineral) y se clasifican en macronutrientes y micronutrientes según la probabilidad de volverse deficitarios (Bonilla 2008, Martínez et al. 2017). Entre los macronutrientes se consideran primarios el nitrógeno (N), potasio (K) y el fósforo (P), entre los secundarios el calcio (Ca), magnesio (Mg) y azufre (S, Martínez et al., 2017).

Los micronutrientes (elementos minerales traza) son el boro (B), cloro (Cl), cobre (Cu), hierro (Fe), manganeso (Mn), molibdeno (Mo), níquel (Ni) y el zinc (Zn, Hochmuth et al. 2012, Martínez et al. 2017).

2.3. NITRÓGENO EN EL CULTIVO DE TOMATE

2.3.1. Importancia y funciones

El N es el elemento más importante para el desarrollo de la planta después del agua (Lemaire y Gastal 1997, Bonilla 2008). Además, es el elemento más abundante de la materia seca de las plantas después del oxígeno y el carbono (McNeill y Unkovich, 2007) y junto con el fósforo y el potasio son los nutrientes principales para el desarrollo de los cultivos (Solís, 2019).

Gran parte de la planta está constituida de compuestos que contienen nitrógeno (Hochmuth et al., 2012). Su contenido en el total del peso seco de la planta oscila entre el 1,5 y el 5% (Bonilla 2008, Hawkesford et al. 2012). Se encuentra en muchas biomoléculas de la materia vegetal, incluida la clorofila, aminoácidos, proteínas, azúcares, ácidos nucleicos, hormonas, etc. (McNeill y Unkovich 2007, Bonilla 2008).

Un adecuado suministro de nitrógeno está asociado con vigorosos crecimientos vegetativos, un intenso color verde (Adams 1986, Tisdale et al. 1993) y una alta tasa de crecimiento de la planta (Peet, 2005). La disminución en el contenido de N en la planta es paralela a la disminución del área foliar (Lemaire y Gastal, 1997). Los datos obtenidos parecen indicar que la tasa de acumulación de nitrógeno en un cultivo denso es proporcional a la tasa de aumento del área foliar, al menos durante el período de crecimiento vegetativo (Lemaire y Gastal, 1997).

Como se mencionó anteriormente, uno de los componentes del rendimiento del tomate es la producción total de biomasa, la cual está determinada principalmente por la tasa fotosintética (Gardner et al. 1985, Heuvelink y Dorais 2005) y que puede variar en respuesta a la disponibilidad de nitrógeno del suelo (Bonilla, 2008). En las especies C3, como el tomate, hay una relación lineal positiva entre la tasa fotosintética y el contenido de nitrógeno de las hojas (Field et al., 1983). Esto se debe a que en condiciones no limitantes de los factores que determinan el rendimiento potencial (radiación, concentración de CO₂, temperatura y genotipo, Evans y Fischer, 1999), aumentan linealmente los principales encargados del proceso de fotosíntesis con el contenido de nitrógeno, como la enzima rubisco (ribulosa-1.5-bis-fosfato carboxilasa-oxigenasa) y la clorofila (Evans, 1989). La rubisco, enzima que cataliza y determina la eficiencia de la incorporación de CO₂ (Azcón-Bieto et al., 2008), contiene entre el 25% y el 40% del nitrógeno total de la hoja (Heuvelink y Dorais 2005, Azcón-Bieto et al. 2008).

2.3.2. Requerimientos

Los requerimientos de nitrógeno del cultivo de tomate varían según el tipo de suelo, el clima y el ambiente de producción, como también según el nivel de producción alcanzado (Ciampitti y García, 2007).

Según datos orientativos recopilados por Ciampitti y García (2007), la cantidad total de nitrógeno requerido por el cultivo durante el ciclo de desarrollo es de 2.8 kg por tonelada de tomate producida, mientras que la cantidad total de nitrógeno extraído en los frutos es de 1.9 kg por tonelada de tomate producida.

Según datos mencionados por Guzmán (2004) la extracción de nitrógeno por el cultivo de tomate varía según la etapa del cultivo (Cuadro No. 1).

Cuadro No. 1. Extracciones periódicas de nitrógeno del tomate en invernáculo para una producción de 150.000-170.000 kg ha⁻¹ y densidad de 25.000 plantas ha⁻¹

Etapa del cultivo (días)	Extracción de nitrógeno (kg ha ⁻¹)	Extracción diaria de nitrógeno (kg ha ⁻¹ día ⁻¹)
0-21	7.5	0.4
21-42	57	2.7
42-63	100	4.8
63-84	108	5.1
84-105	92	4.4
105-126	46	2.2
Total	410.5	

Fuente: adaptado de Guzmán (2004).

2.3.3. Deficiencias

Las deficiencias de nitrógeno provocan una menor división celular generando una reducción del crecimiento de las plantas (Navarro y Navarro, 2003), pudiendo afectar la producción, el tamaño, el color y sabor del tomate (Winsor 1973, Peet 2005). Además, la reducción del follaje deja la fruta expuesta a la exposición solar pudiendo llegar a tener pérdidas comerciales (Gould, 1983).

En situaciones de deficiencia, en la parte superior de la planta las hojas permanecen pequeñas y de color claro (Winsor 1973, Adams 1986), los tallos quedan delgados y las flores son pálidas en lugar de amarillo intenso (Peet, 2005). En las hojas inferiores se produce una clorosis debido a que, al ser un elemento móvil en la planta, se

transloca a sitios de mayor demanda (puntos de crecimiento, Adams 1986, Peet 2005). En situaciones más graves se produce un amarillamiento general de la planta (Peet, 2005), y también se puede observar una coloración roja en los pecíolos y en las venas de las hojas (Bonilla 2008, Hochmuth et al. 2012).

2.3.4. Exceso y toxicidad

Los síntomas de excesos de nitrógeno son plantas con tallos gruesos, hojas de color verde oscuro, engrosadas y quebradizas, racimos y flores grandes (Peet, 2005).

Dosis altas de nitrógeno generalmente promueven el crecimiento vegetativo de los cultivos a costa de la producción de frutos, provocando pérdidas en los rendimientos (Winsor et al. 1967, Sainju et al. 2003). Una alta disponibilidad de N puede conducir a una disminución en la producción de los cultivos al inducir deficiencias de otros macro y micronutrientes (Aulakh y Malhi, 2004). El nitrógeno tiene efectos antagónicos e induce o acentúa la deficiencia de potasio (Peet, 2005).

El exceso de nitrógeno ocasiona efectos directos y/o indirectos en las enfermedades bióticas (Tisdale et al., 1993). Un ejemplo de efecto directo es la mayor susceptibilidad de los tejidos a la penetración y desarrollo de ciertos hongos y bacterias (Tisdale et al. 1993, Gárate y Bonilla 2008). El aumento de aminoácidos en las células de la planta, que puede deberse a un aporte excesivo de nitrógeno, ocasiona una menor resistencia al ataque de las plagas, en particular insectos con aparato bucal pico suctor (Gárate y Bonilla, 2008). El aumento de la humedad relativa que se produce en el entorno de cultivos con crecimiento exuberante es un ejemplo de efecto indirecto que favorece el ataque de patógenos e insectos (Tisdale et al., 1993).

Los niveles excesivos de nitrógeno pueden causar disminución de las propiedades nutritivas y organolépticas de los frutos, por ejemplo, disminución de la vitamina C (Mozafar, 1996).

La fuente de nitrógeno tiene un gran efecto en el crecimiento de la planta (Adams, 1986). El uso de fertilizantes amoniacales reduce el contenido de potasio de plantas jóvenes (Woolhouse y Hardwick, 1966), y el de calcio y magnesio en plantas maduras de tomate (Wilcox et al., 1973). Una fertilización amoniacal excesiva puede reducir sustancialmente la absorción de calcio por la planta, pudiendo aumentar el riesgo de podredumbre apical (Peet, 2005). Los síntomas causados por el exceso de amonio son manchas cloróticas en las hojas que luego se vuelven necróticas (Puritch y Barker 1967, Cramer y Lewis 1993, Jones 1998, Hawkesford et al. 2012), marchitamientos y en casos extremos la muerte de la planta (Cramer y Lewis 1993, Hawkesford et al. 2012).

2.3.5. Fuentes de nitrógeno

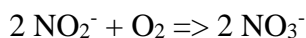
2.3.5.1. Materia orgánica

Como la mayor proporción del nitrógeno en el suelo es orgánico (98%), hay una estrecha asociación entre el contenido de materia orgánica y el contenido total de nitrógeno del suelo (García 1996, Bonilla 2008). El nitrógeno orgánico pasa a inorgánico para ser absorbido por la planta (Bonilla, 2008) a través del proceso de mineralización (Figura No. 1, Jansson y Persson 1982, McNeill y Unkovich 2007), proceso en el cual los microorganismos heterotróficos no específicos del suelo producen la liberación de amonio (Jansson y Persson 1982, McNeill y Unkovich 2007). El amonio puede oxidarse y formar primero nitrito y luego nitrato (predominante en suelos agrícolas), por el proceso de nitrificación (Figura No. 1, McNeill y Unkovich 2007, Jimenez 2010, Rincón y Gutiérrez 2012).

Nitrificación: bacterias del género *Nitrosomonas* intervienen en el pasaje de NH_4^+ a NO_2^- (Avila et al. 2002, Jiménez 2010).



Luego el NO_2^- es convertido a NO_3^- por bacterias del género *Nitrobacter* (Avila et al. 2002, Jiménez 2010).



La tasa de mineralización de la materia orgánica del suelo está afectada por diversos factores del suelo como: textura, pH, salinidad, contenido de materia orgánica, concentración de nutrientes y actividad microbiana (Monsalve et al., 2017), además de la humedad y la temperatura del suelo (a mayor humedad y/o temperatura la tasa aumenta, Campbell 1978, Tejada et al. 2002). Las prácticas de manejo como la roturación del suelo, también afecta la tasa de mineralización (Dexter et al., 2014). Ringuelet y Bachmeier (2002) reportaron que hubo un 200% más mineralización neta de N en suelo roturado que en suelo no roturado. La tasa de mineralización de los residuos es afectada por la calidad (relación C/N) y la cantidad que se descompone (Abbasi et al., 2007), factores que también afectan el balance de mineralización-inmovilización (Barraclough, 1997). La relación C/N de los residuos de cultivos que se agregan al suelo debe permanecer dentro de cierto rango para que el proceso de mineralización se realice sin que haya inmovilización de N (consumo total de N por parte de los microorganismos) o pérdidas de N por volatilización o lixiviación (Figura No. 1, Monsalve et al., 2017).

Las formas inorgánicas del nitrógeno resultantes de la mineralización (aproximadamente 2% del nitrógeno total del suelo) son transitorias en el suelo y pueden seguir varios caminos, además de ser absorbido directamente por las plantas (Navarro y

Navarro, 2003). Pueden pasar a nitrógeno en compuestos orgánicos por el proceso de inmovilización (Figura No. 1, Jansson y Persson, 1982) el cual implica la asimilación microbiana del amonio (Recous et al., 1988) y del nitrato en menor medida (Recous et al., 1988). El amonio en la solución del suelo puede disminuir por la fijación en redes de arcilla o al ser adsorbido en la materia orgánica (McNeill y Unkovich, 2007). El nitrato puede ser liberado hacia la atmósfera como N_2 o NH_3 , se puede lixiviar (García 1996, Monsalve et al. 2017) o perder por erosión (Figura No. 1, García 1996, Follet y Hatfield 2001).

Debido a que el nitrógeno inorgánico es la forma en que la planta lo absorbe del suelo (Owen y Jones 2001, Loqué y Wirén 2004, Bonilla 2008), es importante cuantificar su suministro para la nutrición vegetal (Navarro y Navarro, 2003). Pero en consecuencia de que la mineralización neta de N y la tasa de mineralización dependen de las propiedades físicas, químicas y microbiológicas del suelo, así como de la composición y origen de la materia orgánica y de las condiciones ambientales donde se desarrolla el proceso, ha llevado a que sea muy difícil establecer con precisión el suministro de nitrógeno de un suelo (Monsalve et al., 2017). A lo anterior se le suma que las formas inorgánicas de nitrógeno en el suelo son extremadamente variables (Bonilla, 2008). Por lo tanto, es importante el uso combinado de herramientas de análisis de suelo y planta (Römheld, 2012) y conocer los procesos que rigen en el ciclo del nitrógeno para mejorar la eficiencia en el uso del nutriente en el sistema de producción (Dobermann y Cassman 2004, McNeill y Unkovich 2007).

2.3.5.2. Fertilizantes nitrogenados inorgánicos

Los fertilizantes inorgánicos sólidos se pueden clasificar en cuatro grupos según su forma química: fertilizantes amoniacales; fertilizantes nítricos; fertilizantes combinados (amoniacales y nítricos); fertilizantes de amida (Roy y Hammond, 2004).

La mayoría de los fertilizantes nitrogenados inorgánicos derivan del amoníaco (NH_3), obtenido por el proceso de fijación Haber-Bosch (McNeill y Unkovich, 2007). El fertilizante nitrogenado mayormente producido es la urea (CH_4N_2O), la cual representa aproximadamente el 75% del total producido, seguido por el 16% aproximado de nitrato de amonio (NH_4NO_3), alrededor de 5% de sulfato de amonio ($(NH_4)_2SO_4$) y 4% de nitrato de amonio cálcico (NH_4Ca , McNeill y Unkovich, 2007).

Según los factores edáficos, climáticos y de manejo de la fertilización, el porcentaje de absorción por el cultivo del nitrógeno aplicado varía entre 20% y 50%, independientemente del tipo de fertilizante aplicado (McNeill y Unkovich, 2007).

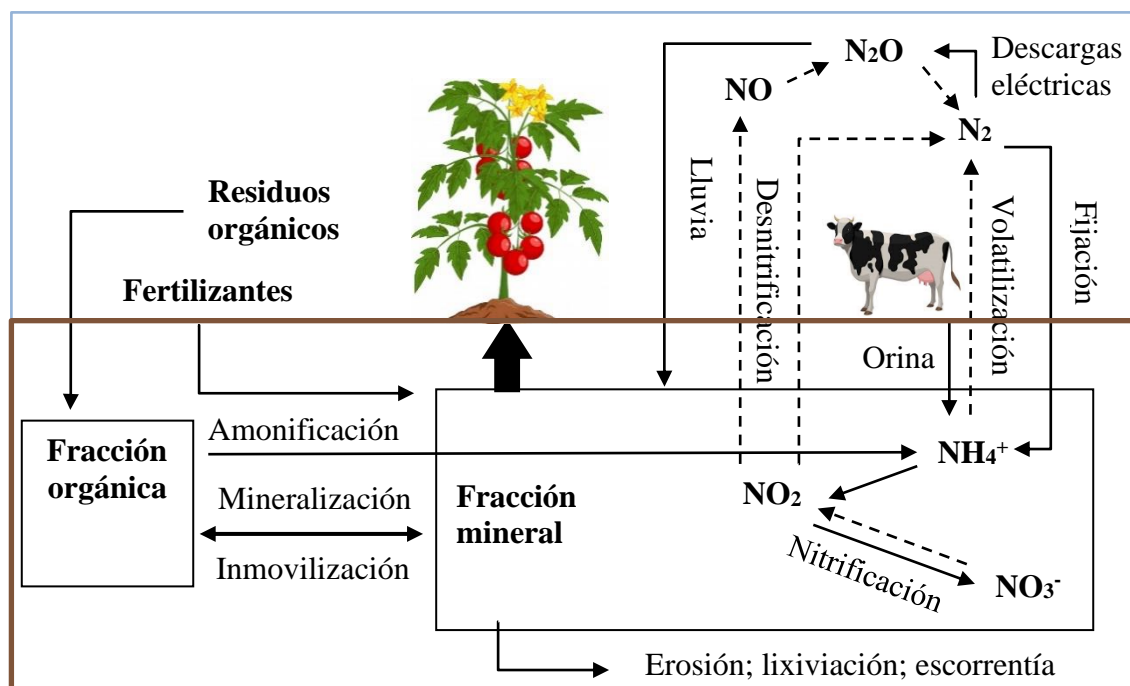


Figura No. 1. Esquema del ciclo del nitrógeno en el sistema suelo-planta-ambiente

Fuente: modificado de García (1996), Avila et al. (2002), Rincón y Gutiérrez (2012).

2.3.6. Absorción de nitrógeno

El nitrógeno es absorbido por la planta en forma de nitrato y amonio (Owen y Jones 2001, Loqué y Wirén 2004, Bonilla 2008). La absorción por las plantas de uno u otro ion depende de sus concentraciones en la solución del suelo y de la especie vegetal (McNeill y Unkovich, 2007). Debido a las condiciones aeróbicas de la mayoría de los suelos, que permiten la acción de las bacterias nitrificantes, la absorción de nitrógeno como nitrato es predominante (Maldonado, 2008).

A pesar de que el amonio (NH_4^+) puede ser absorbido por un proceso pasivo, la tasa de absorción depende del suministro de energía debido a que, al ser absorbido debe ser incorporado inmediatamente a los esqueletos carbonados para no resultar tóxico por su acumulación (Brugiere et al. 1997, Maldonado 2008). Una vez absorbido, el NH_4^+ no requiere ser reducido por la planta como el nitrato (NO_3^- , Hawkesford et al., 2012).

El nitrato (NO_3^-) es absorbido por transporte activo con gasto de energía (Maldonado, 2008) y puede ser almacenado en la vacuola de las células para su posterior reducción, no llegando a resultar tóxico para las plantas (Millard 1988, Maldonado 2008). Para su asimilación en las plantas requiere una primera reducción a nitrito (NO_2^-), y luego

a amonio (NH_4^+) por acción de la enzima nitrato reductasa (McNeill y Unkovich 2007, Maldonado 2008, Hawkesford et al. 2012). Para su reducción en la hoja, la planta utiliza la energía solar excedente, pero en los tejidos no fotosintéticos como la raíz necesita utilizar energía para la reducción (Hageman 1984, Maldonado 2008). Por lo tanto, el costo energético de reducir NO_3^- a NH_4^+ es función de la proporción de NO_3^- que es reducido en la raíz en relación con el NO_3^- que es reducido en las hojas (Hageman, 1984).

La asimilación de nitrato es más exigente energéticamente que la asimilación del amonio (McNeill y Unkovich, 2007). Muchos estudios han mostrado que las plantas se benefician con una mezcla de NO_3^- y NH_4^+ (Britto y Kronzucker, 2002).

2.4. FERTILIZACIÓN CON NITRÓGENO

En plantas cultivadas en suelo, la fertilización es una tecnología que tiene el objetivo de agregar aquellos nutrientes que el suelo aporta por debajo del nivel que necesita la planta para un crecimiento deseado, siendo una de las prácticas de mayor impacto en los rendimientos de los cultivos (Enríquez et al., 2003).

La respuesta del nitrógeno aplicado depende del contenido inicial de nitrógeno del suelo, del balance de inmovilización-mineralización y desnitrificación del nitrógeno durante el cultivo (Adams 1986, Ramos et al. 2002). El aumento del rendimiento que resulta de la aplicación de nitrógeno se define como la eficiencia agronómica del nitrógeno aplicado, que es el producto de la eficiencia de recuperación del nitrógeno y de la eficiencia con que la planta utiliza cada unidad de nitrógeno aplicado para producir (Dobermann y Cassman, 2004).

Cuando el nitrógeno es el principal factor que limita el crecimiento del cultivo, las aplicaciones de nitrógeno tienen alta eficiencia de absorción y los rendimientos aumentan (Ramos et al. 2002, Dobermann y Cassman 2004). A medida que aumenta el suministro de nitrógeno, la eficiencia del uso del nitrógeno aplicado disminuye (Wiesler 1998, Ramos et al. 2002). Esto se debe a que las limitantes del rendimiento pasan a ser otros factores (Dobermann y Cassman 2004, Zotarelli et al. 2009) como, por ejemplo, agua, sanidad y otros elementos esenciales (Cárdenas-Navarros et al., 2004).

La variabilidad del nitrógeno inorgánico (principalmente como ion nitrato) en el suelo al comienzo del desarrollo (o crecimiento) de un cultivo y las diferentes tasas de mineralización de diversas fuentes orgánicas presentes en el suelo durante el ciclo del cultivo, provocan incertidumbres sobre las cantidades óptimas de fertilizante nitrogenado a agregar (Thompson et al., 2014). Para reducir los riesgos de estas incertidumbres y asegurar una buena producción, los productores aplican fertilizantes en dosis más altas que las demandas del cultivo (Lemaire y Gastal 1997, Zotarelli et al. 2009, Thompson et al. 2014), por lo cual los excesos del nutriente pueden provocar problemas ambientales (Zotarelli et al., 2009) y pérdidas económicas (Villalobos, 2001).

Hacer coincidir la absorción del nutriente por parte del cultivo con los aportes del suelo y el de los fertilizantes, es clave debido al potencial de contaminación del nitrógeno que rige en la práctica de fertilización (Enríquez et al. 2003, Peet 2005). En este sentido, el manejo óptimo de la fertilización con nitrógeno se debe basar en una combinación de manejo prescriptivo y correctivo (Giller et al., 2004). El manejo prescriptivo se basa en la elaboración de un plan de fertilización (Giller et al., 2004), en el cual se requieren herramientas prácticas que brinden información cuantitativa sobre la demanda esperada de nitrógeno del cultivo, el suministro esperado de nitrógeno del suelo y si es insuficiente, excesivo o coincide con la demanda de nitrógeno, y en caso de necesitarlo, las cantidades de nitrógeno a fertilizar (Giller et al. 2004, Thompson et al. 2014). Mientras que el objetivo del manejo correctivo es realizar ajustes del nivel de nitrógeno durante el cultivo, para asegurar la suficiencia del nutriente mediante técnicas de monitoreo (Giller et al., 2004).

2.4.1. Contaminación ambiental

Históricamente la fertilización con nitrógeno se ha impulsado con el objetivo de obtener los máximos rendimientos en lugar de maximizar la eficiencia de los fertilizantes (Hartz et al. 1994b, Peet 2005). El bajo costo de estos y la idea simplista de atribuirle a los altos rendimientos dosis elevadas de nitrógeno, sin tener en cuenta otros factores, han llevado a su uso excesivo (Hubbell, 1995).

El nitrato en el suelo se pierde con facilidad por lixiviación, escorrentía, volatilización y desnitrificación (Janssen 1998, Raun y Johnson 1999, Ramos et al. 2002). La magnitud de estas pérdidas depende en gran medida de los aportes de fertilizantes y están asociadas a impactos negativos en el medio ambiente (Herrera et al. 2000, Sainju et al. 2003). Las pérdidas estimadas de los fertilizantes nitrogenados van desde el 40 al 70% (Dobermann y Cassman, 2004).

La lixiviación de los fertilizantes inorgánicos y los orgánicos determina el enorme impacto ambiental que los nitratos de origen agrícola ejercen, entre otros, en la contaminación de los acuíferos subterráneos (Bonilla, 2008), en particular cuando se realiza una fertilización en exceso (Rehcgigl, 1995). En Almería, España, por ejemplo, la producción de hortalizas en invernaderos se asocia comúnmente con la lixiviación de nitratos al acuífero subyacente o a las aguas superficiales (Thompson et al., 2014).

El exceso de fertilizantes nitrogenados puede alterar el ecosistema, acidificando suelos o por la eutrofización de aguas (Boyer et al. 2002, GalloWay et al. 2002). La acidificación se da principalmente con el uso de fertilizantes a base de amonio ya que aumenta la concentración de hidrogeniones en el suelo (Adams, 1986).

También se produce contaminación indirecta debido al CO₂ liberado a la atmósfera en la síntesis del nitrógeno por el proceso Haber-Bosch (Jenkinson 2001, Crews y Peoples 2004). Se estima que se requiere 1.5 kg de petróleo para obtener 1 kg de nitrógeno (Rodríguez et al., 1985).

En Uruguay estudios realizados por Martínez et al. (2000), Perdomo et al. (2001), revelaron que tanto las aguas superficiales como las de pozos no estaban contaminadas por nitrato proveniente de la agricultura. La Dirección Nacional de Medio Ambiente (MVOTMA. DINAMA), en monitoreos realizados en aguas superficiales en la cuenca del río Santa Lucía entre los años 2005-2015, mostró que el NO₃⁻ se encontraba en concentraciones entre 0.01 y 1.30 mg L⁻¹, situándose por debajo del estándar de calidad de agua potable (10 mg L⁻¹). En puntos específicos se observó una tendencia creciente de la concentración en las aguas superficiales (MVOTMA. DINAMA, 2015).

Las apariciones de floraciones planctónicas o aumento abrupto de la biomasa de fitoplancton (algas eucariotas y cianobacterias), es una de las consecuencias adversas de la eutrofización de las aguas (Paerl y Otten, 2013). En Uruguay se han registrado floraciones de fitoplancton en embalses del río Uruguay y río Negro (Chalar 2006, Kruk et al. 2015) y en la costa del río de la Plata (Sierra y Ferrari 2006, Pírez et al. 2013). El aumento de la concentración de nitrato en el agua del río Negro ha generado condiciones favorables para el desarrollo de floraciones de cianobacterias, siendo la concentración de nitrógeno una de las principales variables que afecta el crecimiento del fitoplancton (Illarze, 2015). Las cianobacterias pueden producir cianotoxinas (Edwin et al. 2005, Reynolds 2006, Whitton y Potts 2012) que pueden producir efectos hepatotóxicos, neurotóxicos o dermatotóxicos (Codd et al., 2005) y que dificultan la potabilización del agua (Illarze, 2015). En los embalses del río Negro se han registrado valores elevados de biomasa de cianobacterias potencialmente tóxicas (González-Piana et al. 2011, Chalar et al. 2014, Illarze 2015), por lo que es clave controlar los aportes externos de nitrógeno (Illarze, 2015).

2.4.2. Alteraciones en la salud por nitrato

Se han establecido límites de concentración para la potabilidad del agua de 10 mg L⁻¹ de NO₃⁻ en varias partes del mundo (Townsend et al., 2003). El consumo de agua con altas concentraciones de nitrato (19-29 mg L⁻¹) está relacionado con aumentos de abortos espontáneos (Nolan, 1999). Varios autores han correlacionado la presencia de nitrato con determinados tipos de cáncer (Santamaria, 2006). El nitrito producto de la reducción del nitrato puede producir metahemoglobinemia en los primeros meses de vida de los humanos (Mensinga et al. 2003, Townsend et al. 2003, Ortiz 2009). Sin embargo, el nitrato en la dieta sigue siendo tema de mucha confusión y controversia (McKnight et al. 1999, Santamaria 2006).

2.5. FERTIRRIEGO

El fertirriego es una tecnología que permite realizar una dosificación adecuada de fertilizantes en un sistema de riego localizado, en función de la demanda de agua y nutrientes de un cultivo (Hartz y Hochumth 1996, Ramos et al. 2002, Gárate y Bonilla 2008, Zotarelli et al. 2009, Urrestarazu 2015).

El fertirriego usado con precisión (ajustándose a la demanda del cultivo de agua y nutrientes) ofrece numerosas ventajas frente a la fertilización convencional como, por ejemplo, reduce la acumulación de sales en el suelo y en las aguas freáticas, incrementa el rendimiento de los cultivos (Gárate y Bonilla, 2008), reduce la utilización de fertilizantes sin alterar significativamente el rendimiento (aumentando la eficiencia). La eficiencia de los fertilizantes aumenta dada la precisión de la incorporación de estos cerca de las raíces, evitando la permanencia prolongada del nutriente en el suelo, lo que disminuye las pérdidas por lixiviación y volatilización (Mosier 2001, Gárate y Bonilla 2008).

Las principales limitantes de esta tecnología son los elevados costos de la instalación y el mantenimiento del sistema. Además, para el correcto uso del equipamiento, así como en la preparación de las soluciones de fertilizantes, es necesario capacitar al agricultor o se cuente con asesoramiento técnico (Gárate y Bonilla 2008, Urrestarazu 2015).

2.5.1. Características particulares de los fertilizantes para fertirriego

Los fertilizantes a usarse en fertirrigación tienen que presentar una adecuada solubilidad (Guzmán 2004, Cadahía et al. 2005), ser compatibles con los elementos presentes en el agua de riego, tener una composición química conocida y estable y carecer de impurezas y aditivos que induzcan precipitados (Guzmán 2004, Cadahía et al. 2005).

Cuadro No. 2. Principales fertilizantes nitrogenados usados en fertirriego

Fertilizante	Fórmula	Solubilidad (g L ⁻¹)	C.E. $\mu\text{S cm}^{-1}$	N (%)
Nitrato de amonio	NH ₄ NO ₃	1700	850	33
Nitrato de potasio	KNO ₃	150	693	14
Nitrato de calcio	Ca(NO ₃) ₂	2100	605	16
Fosfato monoamónico	NH ₄ H ₂ PO ₄	200	455	11
Sulfato de amonio	(NH ₄) ₂ SO ₄	600	1033	21
Ácido nítrico	HNO ₃	NC*	-	22
Nitrato de magnesio	Mg(NO ₃) ₂	600	448	11

N (%) = % de nitrógeno. NC* = soluble en toda proporción. C.E. = conductividad eléctrica.

Fuente: adaptado de Guzmán (2004).

2.6. DIAGNÓSTICO DE LA DISPONIBILIDAD DE NUTRIENTES EN EL SUELO

2.6.1. Análisis químico de suelo

Los análisis químicos de suelo pueden determinar la composición mineral y propiedades del suelo, como la materia orgánica, la textura, el pH y la conductividad eléctrica (Gárate y Bonilla 2008, Atland 2008). Los análisis químicos de suelo para el diagnóstico de fertilidad son extracciones químicas y/o bioquímicas rápidas (Sims 2000, Havlin et al. 2005). Idealmente el método a utilizar debe extraer nutrientes del suelo en forma semejante a la planta y mostrar una diferencia entre un nivel tóxico del elemento y un nivel deficiente en el suelo (McKean, 1993).

El análisis químico de suelo es una herramienta de gran utilidad para diagnosticar problemas nutricionales y establecer recomendaciones de fertilización (Molina, 2007). Permite inferir el potencial agronómico de un suelo, ya que marcan las condiciones en que tendrán lugar los procesos fisicoquímicos, relacionados con el suministro de nutrientes para la planta en un ciclo de cultivo (Molina 2007, Gárate y Bonilla 2008). También se puede monitorear en forma regular los cambios en la fertilidad del suelo que se producen como consecuencia de la explotación agrícola y los efectos residuales de la fertilización (Havlin et al., 2005).

El punto más crítico en su implementación es lograr representatividad de la unidad de muestreo, ya que sólo se analiza e interpreta los resultados de una pequeña cantidad para toda la parcela en cuestión (Ferraris, 2003). La enorme diferencia de volumen entre la muestra que se analiza y el volumen real al que representa, hace que el muestreo de suelos sea la etapa más importante para el desarrollo del análisis de suelo, siendo el factor principal que introduce la mayor fuente de error en los resultados finales (McKean 1993, Conti 2005). Para el muestreo correcto se debe tomar una muestra de cada sitio que se considere diferente para disminuir el error del análisis, pero la heterogeneidad que puede existir aun en parcelas pequeñas que están en explotación agrícola, hace que normalmente las muestras no sean representativas (Anghinoni et al., 2003).

Los métodos de extracción simulan la disponibilidad del nutriente para las plantas, pero la simulación no es perfecta debido a que cada planta difiere en su habilidad de extraer nutrientes del suelo (McKean, 1993). Que haya nutrientes en el suelo no significa necesariamente que las plantas los esté tomando (Lucena 1997, Buajaila y Miles 2019). La extracción química de nutrientes es rápida y muchas veces en forma destructiva, mientras que el cultivo por medio de las raíces extrae los nutrientes del suelo durante todo su crecimiento (McKean, 1993).

Para el nitrógeno en particular, este análisis realizado antes de iniciar el cultivo permite conocer la cantidad de nitrógeno mineral en ese momento (Havlin et al., 2005), y si bien el nitrógeno en forma de nitrato es directamente asimilable por las plantas, también

es fácilmente lixiviable con la lluvia o el riego (Aldrich 1980, Follet y Hatfield 2001, Bevacqua y Cardenas 2002). Con respecto al suministro de nitrógeno en el tiempo proveniente de la mineralización de la materia orgánica, el mismo es incierto, debido a que la tasa de mineralización está regulada por diversos procesos dinámicos (Campbell, 1978) y el nitrógeno inorgánico mineralizado puede seguir otros caminos diferentes a la absorción por la planta (Follet y Hatfield, 2001). Por lo tanto, definir los aportes de fertilizante nitrogenado para toda la etapa del cultivo, solo con un análisis químico de suelo al inicio del mismo, es impreciso, y se deben complementar con otras técnicas (Garrido, 1994).

2.6.2. Análisis de la solución del suelo

El análisis de la solución del suelo permite conocer la fase intermedia entre el complejo coloidal suelo-planta y la interacción que se produce entre la solución fertilizante y el suelo (Zapata et al., 2004). Posibilita de manera aproximada cuantificar la magnitud de lixiviación y los riesgos de contaminación de los fertilizantes nitrogenados, optimizando el manejo de la fertilización (Granados et al., 2013). Si bien no es un buen indicador del estado nutricional del cultivo en cuanto al nitrógeno, puede indicar excesos de fertilizaciones nitrogenadas al registrar aumentos en la concentración de nitrato en la solución del suelo (Peña-Fleitas et al., 2015).

2.6.2.1. Análisis de la solución del suelo con test rápidos

Los test rápidos como los electrodos selectivos de iones y tiras reactivas son adecuados para el análisis de nitrato en la solución del suelo (Thompson et al., 2009). En California, se comenzaron a utilizar a partir del año 1980 en combinación con sondas de succión, para controlar la concentración de nitratos del suelo y poder reducir la lixiviación en sistemas hortícolas intensivos (Hartz et al., 1994a).

Hartz (1994b) evaluó el contenido de nitrato en la solución del suelo de 100 muestra de 25 tipos de suelos diferentes (suelos que iban desde arenosos hasta arcillosos) y con diferente contenido de humedad con dos métodos de test rápido (tiras reactivas y electrodos selectivos), obteniendo una correlación de $R=0.94$ con análisis de laboratorio.

Schaefer (1986), Jemison y Fox (1988), Holden y Scholefield (1995) midieron el contenido de nitrato de la solución del suelo con tiras reactivas usando reflectómetro y lo compararon con análisis de laboratorio, obteniendo correlaciones de $R=0.97$, 0.98 y 0.99 , respectivamente.

Grasso (2018) realizó mediciones del contenido de nitrato en la solución del suelo con dos electrodos específicos (LAQUAtwin HORIBA (Japón) e IMACIMUS de N-T Sensors), obteniendo fuertes relaciones con el análisis en laboratorio con $R^2=0.89-0.97$ y

$R^2=0.94-0.96$ para el primer y segundo electrodo, respectivamente, concluyendo que son instrumentos confiables para la medición de nitrato en la solución del suelo.

2.7. MÉTODOS PARA EL DIAGNÓSTICO DE NUTRIENTES EN LA PLANTA

El análisis de suelo no siempre revela con precisión la disponibilidad de nitrógeno para un cultivo (McKean 1993, Buajaila y Miles 2019). Por lo tanto, evaluar el nivel del nitrógeno en la planta en lugar del suelo es un indicador más confiable (Buajaila y Miles, 2019), especialmente para un manejo de la fertilización nitrogenada en cultivos de ciclo largo como el tomate (Barbazán, 1998).

2.7.1. Análisis de planta o de tejido vegetal

El análisis de plantas determina la concentración de un elemento o fracción del mismo en una muestra proveniente de una parte definida de la planta, muestreada en determinada etapa de su desarrollo fisiológico (Munson y Nelson, 1990). Estos análisis pueden ser utilizados para conocer el estado nutricional de las plantas (Atland 2008, Römheld 2012), pudiendo obtener la concentración total de macro y micronutrientes en la materia seca (Jones y Case, 1990). En este caso, el análisis de planta se basa en que la concentración de un nutriente en la planta (o en una parte de la misma) es un valor que resulta de todos los factores que han afectado su crecimiento, siendo los principales: suelo, condiciones climáticas, tiempo, la propia planta, manejo y fundamentalmente la disponibilidad de ese nutriente en el suelo (Chapman, 1966).

El análisis de planta o de tejido normalmente se realiza con el objetivo de contar con un monitoreo del contenido de nutrientes en la planta para una mayor precisión en el programa de fertilización, confirmar la naturaleza de síntomas visibles o prever la detección de condiciones no sintomáticas en la planta (Bhandari y Lucas, 2018). Si bien este tipo de análisis es muy útil para determinar qué cantidad de nutriente ha absorbido la planta (Gárate y Bonilla 2008, Buajaila y Miles 2019), por sí solo no alcanza para realizar una correcta recomendación de fertilización (Prével et al., 1987). Es necesario complementarlo con el análisis de suelo, así como también con información de la historia del cultivo (dosis de fertilizante aplicado, tipo de fertilizante, prácticas de manejo, etc), para conocer el motivo de los resultados (Prével et al., 1987). El análisis de tejido seco requiere retirar las muestras, entregarlas a un laboratorio comercial e interpretar los resultados, tiempo en el cual el contenido de nitrógeno del cultivo puede cambiar para cuando el productor reciba los resultados (Buajaila y Miles, 2019).

El procedimiento del análisis de planta o de tejido se realiza en tres etapas: primero se toman las muestras en base a un protocolo normalizado de muestreo, que permite que las muestras sean representativas de la población y considere factores que puedan afectar las mediciones, luego deben ser transportadas al laboratorio y

acondicionadas para su posterior análisis, y, por último, el análisis propiamente dicho (Gárate y Bonilla, 2008).

Para la determinación del contenido de nitrógeno en el laboratorio, comúnmente se emplean dos metodologías, el método Kjeldhal y el método Dumas (Gregorio et al., 2016). Kjeldhal es la metodología más usada (Skoog et al. 2015, Gregorio et al. 2016). Éste emplea una digestión ácida (con ácido sulfúrico y catalizadores), generalmente a 420°C y requiere un tiempo de hasta 10 horas (Gregorio et al., 2016). La reacción forma sulfato de amonio, que en exceso de hidróxido de sodio genera amoníaco, el cual se destila y se titula para determinar el contenido de nitrógeno en la muestra (Skoog et al., 2015). Desde el punto de vista operativo, es un método complejo que necesita tiempo, costos e involucra una serie de puntos críticos que pueden ser fuentes de error (Gregorio et al., 2016). La metodología Dumas se fundamenta en el principio de destrucción de la materia orgánica, a través de una combustión bajo un suministro de oxígeno controlado a muy altas temperaturas (alrededor de 900°C, Skoog et al., 2015). La detección del nitrógeno se realiza mediante conductividad térmica el cual mide el nitrógeno total remanente en un flujo de gas transportador (Skoog et al., 2015). El tiempo de análisis es de aproximadamente 7 minutos, el operario no está expuesto en el procedimiento y no utiliza ácidos, por lo tanto, no produce desechos peligrosos y no tiene riesgos operativos para el personal (Cruz, 2007).

2.7.1.1. Interpretación de los resultados del análisis de planta

El método más extendido para la interpretación de resultados de un análisis de planta es el del nivel crítico y se basa en la comparación del valor de un nutriente con un valor de referencia, el cual normalmente supone el 90% del máximo de cosecha en peso seco (Figura No. 2, Munson y Nelson 1990, Gárate y Bonilla 2008). En la Figura No. 2 se distinguen cuatro zonas (Barbazán, 1998). La primera llamada zona de escasez de nutriente, en donde el nutriente puede presentarse severamente deficiente limitando el crecimiento y/o rendimiento de la planta, mostrando síntomas de deficiencia. La segunda zona es denominada de adaptación a la escasez o “hambre oculta”, donde el nutriente es deficiente (el cultivo requiere más cantidad de ese nutriente), pero aún no ha manifestado síntoma de deficiencia. La tercera es llamada zona de consumo de lujo, en donde la planta continúa absorbiendo nutriente sin aumentar el rendimiento. Luego la última zona, en donde el rendimiento puede descender a causa del exceso de nutriente, que provoca toxicidad en la planta (Barbazán, 1998).



Figura No. 2. Rendimiento en función de la concentración de nutriente en planta. Concentraciones críticas, deficientes y tóxicas

Fuente: Brown, citado por Barbazán (1998).

Una variante del método del nivel crítico es el de intervalo de suficiencia de concentraciones, en el cual se establece un rango óptimo de concentraciones del nutriente, en vez de un único valor (Gárate y Bonilla, 2008). Cuando el nivel de nutriente en la planta está por debajo de ese rango, probablemente ocurra deficiencia, mientras que si está por encima es probable que ocurra toxicidad (Lucena 1997, Robinson 2005).

Otro método para la interpretación de resultados es el DRIS (sistema integrado de diagnóstico y recomendación), el cual emplea fundamentalmente relaciones de nutrientes y no concentraciones de estos (Munson y Nelson, 1990). Requiere información de la composición de los tejidos y del suelo, parámetros ambientales y prácticas de manejo para calcular las relaciones óptima de nutrientes dentro de la planta (Gárate y Bonilla 2008, Giner 2015). Comparado con el nivel crítico o con el rango de suficiencia, el DRIS es más sensible en identificar necesidades de uno o más nutrientes para las plantas a la vez (Giner, 2015).

2.7.2. Análisis en savia

El análisis de savia consiste en cuantificar la concentración de nutrientes presentes en lo que se denomina savia, que corresponde al jugo extraído de los tejidos conductores que provienen tanto del xilema como del floema (Cadahía, 2008). Es utilizado para identificar y predecir desde las primeras etapas del cultivo deficiencias o trastornos nutricionales que afectan el rendimiento y para resumir la relación de los factores planta-suelo-ambiente que influyen en el crecimiento de la planta (Fageria et al., 1991).

El análisis de savia se ha utilizado como indicador de la nutrición de las plantas desde hace muchos años (Hochmuth et al., 1994). Gilbert y Hardin, citados por Hochmuth et al. (1994), realizaron uno de los primeros informes en el cual desarrollaron valores de suficiencia para N, P y K para lechuga (*Lectuca sativa*), apio (*Apium graveolens*), remolacha (*Beta vulgaris*) y repollo (*Brassica oleracea var. capitata*). Es una herramienta importante para monitorear el estado de nitrógeno en las plantas y realizar una fertilización de precisión (Scaife y Stevens 1983, Prasad y Spires 1985, Coltman 1987, Coltman y Riede 1992, Olsen y Lyons 1994, Hochmuth et al. 2012, Peña-Fleitas et al. 2015). Brindan la posibilidad a los productores y/o técnicos de contar con mayor información para tomar la decisión de fertilizar “justo a tiempo y justo” (Peet, 2005).

Olsen y Lyons (1994) concluyeron que la concentración de NO_3^- en savia es una medida más directa del suministro actual de N en comparación con el contenido de N de la hoja, el cual puede permanecer constante durante períodos cortos, a pesar de que el cultivo experimente una notable deficiencia a corto plazo o exceso de nitrógeno. En este sentido, Prasad y Spires (1985) mencionan que a dosis elevadas de nitrógeno es preferible usar como indicador nutricional la concentración de nitrato en savia, por ser más sensible que el análisis foliar. Además, la concentración de nitrato en savia se puede medir en el predio utilizando sistemas de análisis rápidos (Thompson et al. 2009, Parks et al. 2012, Peña-Fleitas et al. 2015), mientras que el contenido de nitrógeno en la hoja requiere análisis de laboratorio (Peña-Fleitas et al., 2015).

Una importante limitación que presenta el análisis de savia es que no se dispone de rangos de suficiencia para todos los cultivos hortícolas y nutrientes (Thompson et al., 2014). Hochmuth (2012) determinó rangos de suficiencia específicamente para NO_3^- y K^+ en cultivos como *Lycopersicon esculentum Mill.* (al aire libre y en invernáculo), *Brassica oleracea*, *Cucumis sativus*, *Solanum melongena*, *Cucumis melo*, *Capsicum annum*, *Solanum tuberosum*, *Fragaria ananassa*, *Citrullus lanatus*, *Cucurbita pepo*, para Florida, EEUU. En España se conocen algunos valores de referencia principalmente para NO_3^- y K^+ en cultivos bajo invernáculo como *Lycopersicon esculentum*, *Capsicum annum*, *Cucumis melo*, *Cucumis sativus*, *Solanum melongena* (Cadahia 2008, Peña-Fleitas et al. 2015, Llanderal et al. 2018). También se requieren de procedimientos estrictos de muestreos, almacenamiento del material vegetal, extracción de savia y en las mediciones para disminuir los factores que influyen en las concentraciones de nutrientes en la savia (Goffart et al. 2008, Hochmuth 2012).

2.7.2.1. Análisis de savia en tomate

Los pecíolos de la planta del tomate son órganos suculentos que contienen un volumen de savia adecuado para poder realizar las medidas necesarias (Hochmuth et al., 2008). Además, para este cultivo se ha demostrado la sensibilidad de la savia al contenido de nitrato (Prasad y Spires 1984, Fontes y Ronchi 2002, Farneselli et al. 2014).

Peña-Fleitas et al. (2015) obtuvieron relaciones lineales estadísticamente significativas (p -valor <0.001) de la concentración de nitrato en la savia de pecíolo con el contenido de nitrógeno en el cultivo de tomate, para cada día de medición, recibiendo diferentes dosis de nitrógeno. Las relaciones fueron muy fuertes en todo el cultivo con valores de $R=0.88-0.95$. La concentración de nitrato en la savia de pecíolo también estuvo fuertemente relacionada linealmente ($R=0.85-0.95$) con el índice de nutrición de nitrógeno (NNI) para cada día de medición, en todo el cultivo (Figura No. 3). Con el análisis de savia una única ecuación lineal describió la relación con el NNI, mientras que con el contenido de nitrógeno de la hoja se requirieron varias ecuaciones, por lo tanto, el análisis de savia en tomate parece ser una práctica más adecuada.

Cuadro No. 3. Concentraciones de NO_3^- en savia fresca del pecíolo de las hojas en tomate indeterminado

Referencia	Fase fenológica	Concentración de NO_3^- (mg L^{-1})
Hochmuth et al. (2012). Florida, EEUU	Trasplante a 2 ^{do.} racimo	1000–1200
	2 ^{do.} racimo a 5 ^{to.} racimo	800–1000
	Cosechas	700-900
Cadahía (2008). Almería, España.	Floración	620-797
	Fructificación	664-708
	Llenado de fruto	354-1414
	Recolección	133-1000

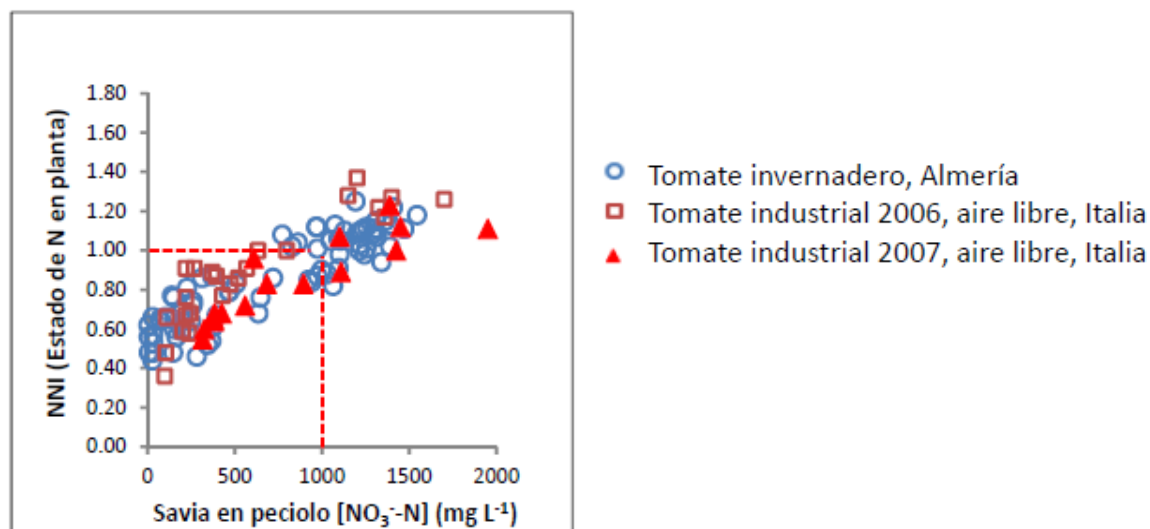


Figura No. 3. Relación lineal del contenido de NO_3^- en la savia de peciolo de tomate con el índice nutricional de nitrógeno (NNI)

Fuente: Peña-Fleitas et al. (2015).

2.7.2.2. Factores que influyen en la concentración de nitrato en savia

La concentración de nitrato en la planta no es un valor fijo, sino que varía debido a diferentes causas (Hochmuth, 1994). En las primeras etapas del desarrollo de las plantas hortícolas, durante el crecimiento vegetativo, las concentraciones de nitrato en los tejidos y en la savia son altas y van descendiendo a medida que el ciclo avanza (Prasad y Spires 1985, Hochmuth 1994, Goffart et al. 2008, Cuadro No. 3). Estos cambios se deben, probablemente, a un cambio en la proporción de ciertos tejidos con la edad, como, por ejemplo, incremento de la proporción de tejidos estructurales y sustancias de reservas (Doerge et al. 1991, Hartz y Hochmuth 1996).

Burns et al. (1988), Hartz y Hochmuth (1996), Guimarães et al. (1998), Goffart et al. (2008), Hochmuth et al. (2012), en trabajos realizados en hortalizas, determinaron que el análisis de savia tiene mejor correlación con el contenido de nitrógeno si se realiza en hojas recientemente maduras, aquellas que han alcanzado el tamaño máximo (esencialmente dejaron de expandirse) y que han cambiado de un color verde claro juvenil a un color verde oscuro.

La hora del día es otro factor que influye en el contenido de nitrato en la savia (Smith 1987, Hochmuth et al. 2012). Minotti y Stankey (1973) informaron que en remolacha la concentración de nitrato tenía una fluctuación diurna significativa. Cárdenas-Navarro et al. (1998) reportaron oscilaciones del 20 % del contenido de agua en la savia

del tomate entre el día y la noche. Sin embargo, Coltman (1987) en tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.) y Scaife y Stevens (1983) en repollo (*Brassica oleracea* var. *italica*) no encontraron fluctuaciones diurnas significativas de la concentración de nitrato en la savia. Hartz et al. (1993), Hochmuth et al. (2012) recomiendan que, para obtener resultados más consistentes, se deberá estandarizar la hora en que se realiza la recolección de las muestras, siendo en las primeras horas de la mañana cuando hay menos fluctuaciones en la concentración de NO_3^- en la savia.

Las condiciones previas al muestreo, como por ejemplo el contenido de humedad del suelo, pueden influir en la concentración de nitrato en la savia (Hartz et al. 1994b, Hochmuth et al. 2008). La tasa y frecuencia de fertilización nitrogenada afectan la concentración de nitrato en savia (Goffart et al. 2008, Farneselli et al. 2014), y se ha demostrado en cultivos como *Lycopersicon esculentum* Mill. (Thompson et al., 2009), *Brassica oleracea* var. *italica* (Belec et al., 2001) y *Capsicum annuum* (Olsen y Lyons, 1994).

El procedimiento de manipulación de las muestras también afecta la concentración NO_3^- de la savia de tomate, por ejemplo, si se exponen las muestras a temperatura ambiente hasta marchitez de las hojas, ocasionará un aumento de la concentración de NO_3^- debido a que disminuye la cantidad de agua (Rodrigo et al., 2007). Sin embargo, los pecíolos pueden ser congelados hasta el día siguiente o almacenados en hielo durante varias horas antes de ser cortados para extraer la savia, sin que afecte significativamente la concentración de NO_3^- (Rodrigo et al., 2007).

Es recomendable que las lecturas se realicen en un laboratorio o local cerrado ya que la temperatura y luz solar directa son factores que influyen en la concentración de NO_3^- en la savia (Hartz et al. 1994a, Hochmuth 2012). El contacto de la savia con el aire también puede hacer variar el contenido de nitrato, por lo que las medidas deben ser tomadas enseguida del troceado (Hochmuth et al., 2000).

2.8. MÉTODOS RÁPIDOS PARA LA DETERMINACIÓN DEL NITRÓGENO EN PLANTAS

2.8.1. Test rápidos para el análisis de nitrato en savia

Los test rápidos como por ejemplo electrodos selectivos de iones y tiras reactivas han sido exitosos, de fácil uso y probados por diversos autores (Rodrigo et al., 2007). Permiten realizar el análisis de nitrato en el predio de forma rápida (Thompson et al. 2009, Parks et al. 2012, Peña-Fleitas et al. 2015) y periódicamente, logrando que las fertilizaciones sean más eficientes (Thompson et al., 2014).

Con los test rápidos no se pretende reemplazar los análisis tradicionales en laboratorio de suelo y tejido, sino que se empleen como un complemento en la gestión de

la fertilización (Joya 2001, Cadahía et al. 2005, Hochmuth et al. 2012, Peña-Fleitas et al. 2015).

La mayoría de los trabajos realizados con test rápidos en análisis de savia son para el contenido de nitrato, algunos de los autores se mencionan en el Cuadro No. 4.

Cuadro No. 4. Trabajos realizados en análisis de savia con test rápido para el contenido de N-NO_3^-

Cultivo	Autores
<i>Lycopersicon esculentum Mill.</i>	Hartz et al. (1994a), Locascio et al. (1997), Guimarães et al. (1998), Smith et al. (1998), Folegatti et al. (2005), Thompson et al. (2009), Hochmuth et al. (2012), Wira et al. (2013), Farneselli et al. (2014), Peña-Fleitas et al. (2015)
<i>Capsicum annuum</i>	Olsen y Lyons (1994), Hartz et al. (1994a), Hochmuth et al. (2012)
<i>Brassica oleracea</i>	Hartz et al. (1994a), Belec et al. (2001), Hochmuth et al. (2012)
<i>Lactuca sativa</i>	Hartz et al. (1994b)

2.8.1.1. Electrodo selectivos de iones

Los electrodos selectivos de iones son sensores que convierten la actividad de un ion específico disuelto en una solución, en un potencial eléctrico que depende de la actividad iónica, de acuerdo con la ecuación de Nernst (Bakker y Qin, 2006). La parte sensorial del electrodo es por lo general una membrana específica para el ion, junto con un electrodo de referencia (Bakker y Qin, 2006).

Los electrodos iónicos específicos requieren poco tiempo para realizar el análisis (Carlson y Keeney 1971, Folegatti et al. 2005), se correlacionan bien y de forma significativa con el análisis foliar y permiten un ahorro de dinero (Hartz et al. 1993, 1994a, Folegatti et al. 2005).

En el cultivo de tomate los análisis de savia con electrodo selectivo para determinar el contenido de nitrógeno tienen buena precisión hasta el final de la fase de crecimiento lineal del cultivo (durante 2/3 del ciclo del cultivo), que representa el momento más importante para el manejo de la fertilización con nitrógeno (Farneselli et al., 2008). En la tercera parte del ciclo del cultivo el análisis de savia no es preciso, debido a que el contenido de nitrógeno por unidad de área foliar en la parte superior de la planta

se mantiene más o menos constante, pero la concentración de nitrógeno en el resto de la planta disminuye con la acumulación de biomasa del cultivo (Lemaire y Gastal., 1997) y como los pecíolos se colectan de la zona superior de la planta, puede que al analizar la savia no se registre la disminución de la concentración del nutriente en las últimas etapas del cultivo (Farneselli et al., 2014).

Hartz et al. (1993, 1994b) realizaron mediciones de la concentración de NO_3^- en savia para los cultivos de *Brassica oleracea*, *Lactuca sativa*, *Capsicum annum*, *Lycopersicon esculentum* y *Zea mays*, con electrodo selectivo de iones (Horiba Corporation. Japón) y lo compararon con el contenido de nitrato en la materia seca determinado con análisis en laboratorio. Los resultados obtenidos mostraron que la concentración de nitrato en savia en todos los cultivos estuvo fuertemente correlacionada con el análisis de laboratorio ($R=0.72$ a 0.89). Las correlaciones no fueron afectadas significativamente por el sitio ni el cultivar en ninguno de los cultivos estudiados. Esto autores concluyeron que el uso de electrodo para nitrato en planta es una herramienta útil para monitorear el nitrógeno en campo, complementando a los análisis tradicionales en laboratorio, y que es importante obtener una correlación específica para cada cultivo de interés debido a la diferencia entre cultivos.

Smith et al. (1998) en algodón (*Gossypium spp.*) encontraron que las concentraciones de NO_3^- medidas en savia de pecíolos con electrodo selectivo, estuvieron correlacionadas ($R=0.96$) con el análisis foliar. Estos investigadores concluyeron que estas herramientas son potencialmente valiosas para monitorear los niveles de nitrógeno durante todo el ciclo del cultivo. Resultados similares obtuvieron Guimarães et al. (1998), Joya (2001) en el cultivo de tomate.

Rosen et al. (1996) compararon dos electrodos de ion específico para nitrato (electrodo de Hach y el electrodo de Horiba), y también determinaron la concentración de nitrato conductimétricamente usando un analizador de nitrógeno Wescan. Los resultados mostraron que no hubo diferencias significativas entre ambos medidores portátiles y se mostraron precisos al compararlos con el método Wescan. Para estos autores la dilución de la savia mejora la precisión de los electrodos selectivos, pero se debe considerar que este paso adicional puede generar errores y no ser práctico en campo.

Los electrodos no son completamente específicos por lo que pueden llegar a haber interferencias de otros iones en las mediciones (Carlson y Keeney, 1971). Por ejemplo, un estudio realizado por Kallenbach (2000) mostró que, en el caso del potasio, la fuente de fertilizante utilizada afectó la medición. Los compuestos orgánicos presentes en la savia pertenecientes a diversos tejidos (Jackson, 1980), al igual que el ion cloruro, pueden ocasionar interferencias en las mediciones de nitrato (Milham et al. 1970, Sah 1994). La interferencia del cloruro según los fabricantes ocurre a una concentración mayor de 40 mg L^{-1} , pero los métodos para verificarlo no están disponibles (Parks et al., 2012). Si la concentración de cloruro en la savia supera los 40 mg L^{-1} , diluir la muestra eliminará

la interferencia, siempre y cuando no se reduzca la concentración de nitrato por debajo del rango de medición del aparato, lo que también ocasionará mediciones inexactas (Anderson y Case, 1999). Las soluciones salinas también pueden ocasionar interferencias, ya que la actividad del ion nitrato se encuentra deprimida (Milham et al., 1970). Para obtener mediciones precisas se deberá calibrar el aparato para que amortigüe este efecto (Milham et al., 1970).

2.8.1.2. Tiras reactivas

La determinación de la concentración de nitrato con las tiras reactivas se realiza semicuantitativamente comparando la intensidad del color rojo-violeta con una escala de color estándar (Joya 2001, Parks et al. 2012). Las tiras reactivas se sumergen en la solución durante 2 segundos y luego se espera 1 minuto para que se normalice el color (Parks et al., 2012).

Thompson et al. (2009) en cultivo de tomate obtuvieron fuertes correlaciones ($R=0.942$), con el análisis de referencia en laboratorio en todo el rango de concentraciones de nitrato ($55-158 \text{ mmol L}^{-1}$). Se puede lograr mejor reproducibilidad y precisión si el color es determinado con refractómetro (Waters et al., 1995).

Scaife y Stevens (1983), Prasad y Spires (1984, 1985), Coltman (1987), Waters et al. (1995) han concluido que debido a la naturaleza subjetiva de la determinación y/o la necesidad de diluir la savia, no se ha logrado un uso generalizado por productores comerciales. Para el caso de nitrato pueden medir hasta 500 mg L^{-1} , lo que está muy por debajo de las concentraciones típicas en savia. Además, se han realizado pocos estudios en hortalizas que comparen este método frente a otros (Parks et al., 2012).

Otra limitante de las tiras reactivas es que son muy sensibles a la temperatura (Parks et al., 2012). En el rango de temperatura $6-30^{\circ}\text{C}$, solo a 20°C no se necesita factor de corrección, las mediciones a 30°C son 10% más altas y un 15% más bajas a 10°C (Schmidhalter, 2005).

Al igual que para los electrodos selectivos, la presencia del ion cloruro interfiere con las tiras reactivas (Parks et al., 2012). Las concentraciones de cloruro superiores a 500 mg L^{-1} pueden disminuir la precisión de la medición de nitrato (Parks y Milham, 2015). Si no se diluye la savia puede haber posibles interferencias con los iones de Fe^{3+} , K^{+} , Cl^{-} y pigmentos, que enmascaran el color desarrollado en la tira (Parks et al., 2012).

Scaife y Stevens (1983), Prasad y Spires (1984) concluyeron que pequeñas diferencias en el tiempo de espera a que se produzca el color de las tiras pueden causar una gran variación en la concentración estimada de NO_3^{-} , debido a que la relación de la concentración de NO_3^{-} con la tasa de desarrollo del color es logarítmica.

2.8.2. Imagen a color

Debido a que existe una correlación entre la composición química de los tejidos de las hojas y la reflectancia en el espectro visible, es razonable que mediante el análisis de imágenes digitales se pueda detectar de forma temprana diversos factores de estrés, como deficiencias de nutrientes (Kawashima y Nakatani 1998, Bacci et al. 1998).

El desarrollo progresivo de la computadora y la resolución de las imágenes fotográficas, permiten que este método tenga cada vez más potencial, ya que se mejora la precisión, rapidez, costos y facilidad de operar (Tao et al. 1995, Li et al. 2000, Zhao et al. 2007, Wiwart et al. 2009, Bejo y Kamaruddin 2014). Además, permite corregir deficiencias en etapas iniciales, no llegando a ocasionar pérdidas en rendimiento de los cultivos (Xu et al., 2011).

2.8.2.1. Canales rojo, verde y azul (RGB)

Las imágenes del modelo de color RGB consisten en tres planos de imagen independientes, uno por cada color primario (Hanbury y Serra, 2003). Cuando llegan a un monitor RGB, estas tres imágenes se combinan en la pantalla para producir una imagen en color compuesta (Hanbury y Serra, 2003). La mayoría de las cámaras de color empleadas para la adquisición de imágenes digitales utilizan el formato RGB, lo que por sí solo hace de éste un modelo importante en el procesamiento de imágenes (Kawashima y Nakatani, 1998).

Kawashima y Nakatani (1998) en los cultivos de trigo y centeno tomaron fotografías con cámara digital de uso personal y correlacionaron los valores de RGB con un medidor de clorofila SPAD-502. Los resultados mostraron que los valores obtenidos de la diferencia de rojo menos azul y de verde menos azul, tuvieron correlaciones altas ($R=0.86$ a 0.96) con el contenido de clorofila en un rango limitado de datos. En el resto, la correlación fue baja debido a la influencia de la radiación solar. En cambio, la función $(R-B)/(R+B)$ resultó ser la más indicada para estimar el contenido de clorofila en la hoja, con una correlación de $R=0.81$ en diferentes condiciones meteorológicas. El análisis del color de las hojas con una cámara digital de bajo costo es una técnica efectiva y fácil para determinar el contenido de clorofila (Kawashima y Nakatani, 1998). Similares resultados obtuvieron Lei et al. (2004) en cultivo de algodón, indicando que un índice integrado de $B/(G+R)$ podría reflejar las variaciones de N en el cultivo. En la misma línea de investigación Bachik et al. (2017) en el cultivo de *Oryza sativa L.* mostraron que los canales de color R y B fueron los que mejor estimaron el contenido de nitrógeno, concluyendo que se pueden utilizar para estimar el nivel de nitrógeno en la hoja de arroz en diferentes puntos de lectura de la misma y en varias etapas de crecimiento.

Mercado et al. (2010) en el cultivo de tomate demostraron que el nitrógeno aplicado tuvo efectos altamente significativos en las variables R, G y B. Los valores del

color rojo y azul se mostraron inversamente proporcional a la concentración de nitrógeno con una correlación de $R=0.91$ y $R=0.89$ respectivamente. El color verde mostró una muy baja correlación $R=0.28$, y por lo tanto no es adecuado para la determinación del contenido de nitrógeno en plántulas de tomate (Mercado et al., 2010). Los canales de color rojo y azul fueron los que contuvieron información más relevante para poder identificar deficiencias de nitrógeno y fueron predictores precisos de los niveles del nutriente (Mercado et al., 2010).

Jia et al. (2004) tomaron fotografías aéreas a baja altitud (300-450 m) en *Triticum aestivum L.* (trigo). Los resultados del análisis de imagen mostraron correlación entre la intensidad del verdor y el contenido de nitrógeno, concluyendo que es posible ejecutar un plan de fertilización nitrogenada mediante esta herramienta.

Wiwart et al. (2009) analizaron los cambios del color en hojas de tres especies de leguminosas (*Vicia faba L.*, *Pisum sativum L.* y *Lupinus luteus L.*), mediante análisis de imagen digital. Los resultados revelaron que el análisis de imagen digital pudo detectar para las tres especies y en una etapa temprana, cambios significativos en el color de las hojas en los diferentes tratamientos con deficiencias de N, P, K y Mg. Estos autores destacan que con el análisis de imagen digital es posible detectar deficiencias tempranas, que visualmente no se detectarían. Similares resultados obtuvieron Xu et al. (2011) en tomate para nitrógeno y potasio, detectando síntomas de deficiencias 10 días antes que los diagnósticos visuales de expertos.

2.8.3. Medidor de clorofila SPAD

Los medidores SPAD son instrumentos que permiten estimar indirectamente (en unidades SPAD) y en forma no destructiva, el contenido de nitrógeno en la hoja a través del contenido de clorofila (Reeves et al. 1993, Fox et al. 1994).

La correlación de la clorofila con el contenido de nitrógeno de la planta es debido a que la cantidad de clorofila está influenciada por la disponibilidad de nutrientes (Finnan et al., 1997), encontrándose que hasta un 75% del N reducido en la hoja está dentro de los cloroplastos y las proteínas solubles asociadas a la fotosíntesis (Grindlay, 1997).

El SPAD calcula un valor numérico que es proporcional a la cantidad de clorofila, mediante la absorbancia que se produce en las hojas con dos longitudes de ondas diferentes (Villar y Ortega, 2003). Utiliza la longitud de onda de 650 nanómetros que corresponde a la zona de absorción de las clorofilas y 940 nanómetros donde la absorción es muy baja y es usada como testigo (Villar y Ortega, 2003).

Es un método rápido y fácil de utilizar, permite realizar muestreos más frecuentemente y explorar en mayor medida la variabilidad en un sitio comparado con otros métodos (Murdock et al., 1997).

Numerosos trabajos han concluido que es una herramienta útil para estimar el contenido de nitrógeno en diversos cultivos como *Oryza sativa* (Turner y Jund, 1991), *Zea mays* (Krugh et al., 1994), *Triticum aestivum* (Follet et al. 1992, Fox et al. 1994), *Festuca arundinacea* (Kantety et al., 1996), *Gossypium spp.* (Wood et al., 1992), *Spinacia oleracea* (Liu et al., 2006), *Lectuca sativa* (Fontes et al., 1997).

Las estimaciones del contenido de nitrógeno en las plantas mediante los medidores de clorofila presentan algunas limitantes que han restringido su uso (Pagola et al., 2009). Las lecturas de los niveles de clorofila sólo pueden predecir parcialmente la concentración de N en hoja, debido a que el contenido de clorofila aumenta hasta un determinado nivel y luego se mantiene constante, pero la concentración de nitrógeno en hoja puede continuar incrementándose (Schepers et al. 1992, Peltonen et al. 1995, Parks et al. 2012).

Liu et al. (2006) comprobaron que en espinacas las lecturas de clorofila diferenciaron las plantas que crecieron a dos tasas bajas diferentes de urea, pero no pudieron diferenciar entre las plantas que crecieron de manera óptima y aquellas que crecieron con exceso de nitrógeno. Sexton y Carrol (2002) no tuvieron lecturas de clorofilas diferentes en *Beta vulgaris L.* (remolacha azucarera) con diferentes tratamientos de nitrógeno hasta los 61 días después de la siembra. Sin embargo, la concentración de nitrato en savia de pecíolo dio significativamente diferente cuando se midieron con electrodos selectivos a partir de los 47 luego de la siembra. Resultados similares obtuvieron El-Shikha et al. (2007) en *Brassica oleracea var. italica* (brócoli). Esto implica que los medidores de clorofilas no son aptos para poder identificar el consumo de lujo en la planta e impide predecir si el N es aplicado en exceso (Piekielek et al., 1995).

Mercado et al. (2010) en *Lycopersicum esculentum Mill.* mostraron que el índice de clorofila fue proporcional a la concentración de nitrógeno en la solución nutritiva, con una correlación de $R=0.87$. Sin embargo, estadísticamente el índice de clorofila no se diferenció entre algunos tratamientos con diferentes dosis de nitrógeno (4, 8, y 12 mg L⁻¹). Esta herramienta no es adecuada para la estimación de nitrógeno en plántulas de *Lycopersicon esculentum Mill.* (tomate, Mercado et al., 2010), coincidiendo con trabajos realizados por Sainz y Echeverría (1998), Rostami et al. (2008).

Las condiciones ambientales como humedad y temperatura al momento de la medición interfieren en el contenido de clorofila (Piekielek y Fox 1992, Blackmer y Schepers 1995, Fox et al. 2001). Dwyer et al. (1991) reportaron un fuerte incremento en la concentración de clorofila en hojas de *Zea maiz* (maíz) cuando la temperatura aumentó de 16 a 23°C. En consecuencia, pequeños cambios en la temperatura media en la estación de crecimiento pueden afectar la concentración de clorofila en la hoja, independientemente de la disponibilidad de N (Dwyer et al., 1991).

Schepers et al. (1992) observaron que el contenido de clorofila en las hojas se vio afectado por el cultivar, la etapa de crecimiento y efectos específicos del sitio. Por lo tanto, la determinación de nitrógeno con medidores de clorofila les resultó problemático.

2.8.4. Comparación de los métodos

Con respecto a la exactitud de los test rápidos de análisis de nitrato, como los electrodos selectivos y las tiras reactivas, varios autores como Scaife y Stevens (1983), Prasad y Spires (1985), Hartz et al. (1993, 1994a), Rosen et al. (1996), Locascio et al. (1997), Smith et al. (1998), Rodrigo et al. (2005), Folegatti et al. (2005), Parks et al. (2012) han demostrado que son adecuados para monitorear los niveles de nitrógeno a campo, en cultivos como *Lycopersicum esculentum* Mill. (tomate), *Lectuca sativa* (lechuga), *Brassica oleracea* var. *capitata* (repollo), *Beta vulgaris* (remolacha), *Zea mays* (maíz dulce), *Capsicum annuum* (morrón), *Beta vulgaris* var. *cicla* (acelga), *Brassica napus* (colza), *Spinacia oleracea* (espinaca), *Solanum tuberosum* (papa), *Gossypium spp.* (algodón), *Cynara cardunculus* var. *scolymus* L (alcaucil).

Si bien los electrodos selectivos y las tiras reactivas presentan algunas limitantes como pueden ser la interferencia con otros iones, salinidad, o la necesidad de diluir (principalmente en las tiras), son limitantes que se pueden minimizar fácilmente (Hartz et al. 1993, 1994a, Parks et al. 2012). Los electrodos selectivos de nitrato en comparación con las tiras reactivas son menos subjetivos (Hartz et al. 1993, 1994a).

El cloruro es un ion de interferencia en los electrodos selectivos, pero se puede corregir con las soluciones TISAB (solución tampón de ajuste de la fuerza iónica, Parks et al., 2012).

Los medidores de clorofila e imagen digital son más sencillos de utilizar y más ágiles una vez calibrados, además de ser métodos no destructivos (Kawashima y Nakatani 1998, Parks et al. 2012). Sin embargo, no brinda información sobre la concentración de nitrato ya que mide el contenido de nitrógeno que ya ha sido asimilado (Parks et al., 2012). Esto es una limitante importante para utilizarlos en cultivos de hojas (Parks et al., 2012). Además, los niveles de clorofila pueden verse afectados por diferentes causas, provocando imprecisiones en las estimaciones de nitrógeno (Kaya et al., 2002).

Basados únicamente en el costo inicial de la compra, los medidores de clorofila son los más caros, las tiras reactivas es el método más económico, pero si se quiere aumentar la precisión haría falta la compra de un reflectómetro, lo que equivaldría a el costo de los medidores selectivos de iones (Parks et al., 2012).

En el mercado existe un amplio número de test rápidos para la medición de nitrógeno (Joya, 2001). La elección dependerá de la situación en particular y la información que se disponga, un punto importante es contar con trabajos experimentales

locales que validen la precisión, brinden más información de cómo funcionan estas herramientas, sus limitaciones, un protocolo de muestreo y además rangos de concentraciones críticas para cada especie en particular (Parks et al., 2012).

3. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. UBICACIÓN DEL EXPERIMENTO

El trabajo experimental se desarrolló en un invernáculo en la Estación Experimental Wilson Ferreira, INIA Las Brujas, Canelones, Uruguay (latitud: 34° 40' S. longitud: 56°; 20' W). Fue realizado desde el 23 de setiembre de 2019 a 23 de enero de 2020.

3.2. DESCRIPCIÓN DE SUELOS DE LA ZONA

Los suelos se encuentran sobre la formación Fray Bentos (Spoturno et al., 2004). Predominan los Brunosoles Éutricos Típicos Limo Arcillosos (MGAP. DGRN, 2020). Pertenecen al grupo 10.8b con un índice CONEAT de productividad de 183 (aplicación SIGRAS).

Se caracterizaron dos perfiles de suelo en el área experimental, uno en la zona Sur (Cuadro No. 5) y el otro en la zona Norte (Cuadro No. 6) del invernáculo. Se determinó la textura del horizonte A realizando una modificación de la técnica de Bouyoucus.

Cuadro No. 5. Perfil del suelo 1

Hor.	Espe. (cm)	Color	Dap. (t m ⁻³)	Textura	Are. (%)	Lim. (%)	Arc. (%)	MO (%)	CaCO ₃
A	0-30	Pardo oscuro	1.2	Limoso	4	61	35	3.3	
B	30-55	Pardo oscuro							
BC	55-65	Pardo							Sí
C	65- +	Pardo claro							Sí

Hor. = horizonte, Espe. = espesor (cm), Dap. = densidad aparente (t m⁻³), Textura = clase textural, Are. = porcentaje de arena, Lim. = porcentaje de limo, Arc. = porcentaje de arcilla, MO = porcentaje de materia orgánica, CaCO₃ = presencia de concreciones de carbonato de calcio.

Cuadro No. 6. Perfil del suelo 2

Hor.	Espe. (cm)	Color	Dap. (t m ⁻³)	Textura	Are. (%)	Lim. (%)	Arc. (%)	MO (%)	CaCO ₃
A	0-25	Pardo oscuro	1.2	Limoso	4	61	35	3.3	
B	25-40	Pardo oscuro		Franco arcillo.					
BC	40-60	Pardo							Sí
C	60- +	Pardo claro							Sí

Hor. = horizonte, Espe. = espesor (cm), Dap. = densidad aparente (t m⁻³), Textura = clase textural, Are. = porcentaje de arena, Lim. = porcentaje de limo, Arc. = porcentaje de arcilla, MO = porcentaje de materia orgánica, CaCO₃ = presencia de concreciones de carbonato de calcio.

Cuadro No. 7. Análisis de suelos al inicio del ensayo

Ub.	Prof. cm	pH	CO %	NO ₃ ⁻ μg g ⁻¹	P Bray 1 mg kg ⁻¹	Ca	Mg	K	Na	CE dS cm ⁻¹
B1	0-15	5.4	2.14	4.7	48	8.0	1.9	1.02	0.90	0.36
B2	0-15	5.5	2.07	3.9	60	8.4	2.1	1.31	0.74	0.37
B3-B4	0-15	5.1	1.79	101.2	33	8.2	2.1	0.77	0.92	0.80

Ub. = ubicación del análisis, Prof. = profundidad, pH (H₂O), CO= carbono orgánico (%), NO₃⁻= Nitrato, P= fósforo con método Bray 1, Ca = calcio, Mg = magnesio, K= potasio, Na = sodio, CE = conductividad eléctrica a 25°C. B1, B2 = parcelas que provenían de un cultivo anterior. B3, B4 = parcelas que provenían de pastura.

En el laboratorio de análisis de suelos, plantas y aguas de INIA La Estanzuela, el 5 de setiembre del 2019 se analizó una muestra de agua del tajamar utilizado para el fertirriego (Cuadro No. 8).

Cuadro No. 8. Análisis del agua que se usó para fertirriego

Ca	Mg	K	Na	AT	NO ₃ ⁻	SO ₄ ⁻
mg L ⁻¹	mg L ⁻¹	mg L ⁻¹	mg L ⁻¹	meq L ⁻¹	mg L ⁻¹	meq L ⁻¹
15.3	2.2	5.0	53.0	14.2	0.5	7.4

Ca = calcio (mg L⁻¹), Mg = magnesio (mg L⁻¹), K = potasio (mg L⁻¹), Na = sodio (mg L⁻¹), AT = Acidez titulable (meq L⁻¹), N = nitrógeno como NO₃⁻ (mg N L⁻¹), S = azufre como SO₄⁻ (mg L⁻¹).

3.3. DESCRIPCIÓN DEL EXPERIMENTO

3.3.1. Instalación del cultivo

El experimento se realizó sobre tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.), cultivar Lapataia de tipo indeterminado. El invernáculo estaba orientado de Norte a Sur, contaba con estructura de madera, paredes y techo de polietileno (espesor de 150 μm , Figura No. 4). La ventilación era pasiva, a través de ventanas laterales con apertura desde arriba hacia abajo y ventana cenital de 0.5 m de altura (Figura No. 4). Las dimensiones eran de 56 m de largo y 15.5 m de ancho, con un área de 868 m^2 (habiéndose utilizado solo la mitad) 4.5 m de altura de los postes centrales y 2 m en los laterales.

El 14 de agosto del 2019 se preparó el suelo utilizándose cincel y se formaron los canchales con encanchedor, orientados en el mismo sentido que el invernáculo (Figura No. 4). Se colocaron dos cintas de riego antidrenantes y autocompensantes por canchale, con caudal de 1 L hs^{-1} por emisor, separados a 20 cm y se colocó mulch de nylon negro (Figura No. 5).

El cultivo fue instalado mediante trasplante de plantines con 7 semanas de edad el 22 de agosto del 2019, en una hilera por canchale y 20 cm entre plantas, estableciéndose una densidad de 26,600 pl ha^{-1} (Figura No. 4).



Figura No. 4. Invernáculo en donde se realizó el experimento. Plantas de tomate con 2-3 días de trasplante

3.4. MANEJO DEL CULTIVO

Las plantas fueron conducidas con un tallo por planta sobre guías de cordón de nylon. Se hicieron desbrotes semanales desde el primer mes de trasplante (20 de setiembre). Se hizo un deshoje el 8 de noviembre, retirando las cinco hojas más viejas de cada planta.

Las demandas hídricas fueron cubiertas en todos los tratamientos y durante todo el ciclo con el mismo criterio de riego. El mismo se basó en las lecturas de 14 tensiómetros (marca SDEC), con el objetivo de mantener el potencial matricial en la zona de la raíz entre -10 a -15 cb. En cada parcela se instaló 1 tensiómetro a 20 cm de profundidad y en 2 parcelas se agregó 1 tensiómetro más a 30 cm de profundidad. Los tensiómetros se instalaron entre medio de las plantas (10 cm de distancia de la planta, Figura No. 5).

Durante los primeros 32 días desde el trasplante el cultivo solo se regó, no habiéndose aplicado fertilizantes.

Las malezas fueron controladas de forma manual y se realizaron aplicaciones de fungicidas e insecticidas de acuerdo con el monitoreo semanal del cultivo (ver Cuadro No. 1 de anexos).

Cuando las plantas llegaron a los 2 m (103 días post – trasplante), y el estado fenológico correspondía a maduración del primer y segundo racimo, con el octavo en antesis, se hizo el despunte del ápice de la planta.



Figura No. 5. Fotografía de una de las dos parcelas en las que se instalaron 2 tensiómetros, el de a derecha a 30 cm y el de la izquierda a 20 cm de profundidad

3.5. DESCRIPCIÓN DE LOS TRATAMIENTOS Y DEL DISEÑO DEL EXPERIMENTO

3.5.1. Diseño de los tratamientos

Se llevaron a cabo tres tratamientos, los cuales consistieron en diferentes concentraciones de nitrógeno aplicada en la solución por fertirriego.

- Tratamiento 1: no se agregó N y se aplicó 88.9 kg ha⁻¹ de P.
- Tratamiento 2: fertilizado de acuerdo con la demanda estimada del cultivo y el aporte estimado del suelo. Se aplicó 140.2 kg ha⁻¹ de N, 86.6 kg ha⁻¹ de P, 849.1 kg ha⁻¹ de K, 37.6 kg ha⁻¹ de Mg y 252.1 kg ha⁻¹ de S.
- Tratamiento 3: se fertilizó aplicando 203.7 kg ha⁻¹ de N (150% de los requerimientos del cultivo), 86.8 kg ha⁻¹ de P, 862.9 kg ha⁻¹ de K, 37.8 kg ha⁻¹ de Mg y 178.0 kg ha⁻¹ de S.

Las fuentes de N fueron: nitrato de potasio, nitrato de magnesio y sulfato de amonio (Cuadro No. 10).

Las soluciones nutritivas se prepararon a la concentración definitiva en tanques de 2000 litros, dentro de los cuales había varillas perforadas que permitieron agitar diariamente la solución durante 10 minutos con una bomba sopladora, previo a su inyección en el sistema de riego. Mediante un programador de riego (RAIN BIRD modelo ESP), se activaban las bombas que inyectaban la solución de los tanques en tuberías independientes para cada tratamiento.

Durante todo el ciclo se corrigió el pH del agua de riego hasta un valor entre 5.7 y 6.1, utilizando ácido fosfórico 85% (densidad de 1.6 g ml⁻¹). La conductividad eléctrica de la solución estuvo entre 0.18-1.16 dS m⁻¹, dependiendo de la etapa de desarrollo del cultivo.

Los tratamientos comenzaron el 23 de setiembre del 2019 con la primera fertirrigación (32 días post - trasplante) y finalizaron con la última aplicación el 3 de enero del 2020.

3.5.2. Diseño experimental

Se realizó un diseño en bloques aleatorizados (DBCA), con 3 niveles de fertilización de nitrógeno: 0%, 100% y 150% de los requerimientos del cultivo y 4 repeticiones.

Se realizaron 4 bloques para homogeneizar el ambiente. La heterogeneidad del ambiente se debió a diferencias en el manejo anterior del suelo y a la orientación del

invernáculo. Las diferencias en el suelo se debieron a que la mitad del ensayo (bloques 1 y 2) provenía de un cultivo de tomate de otoño y la otra (bloques 3 y 4) de suelo sin roturar. En cuanto a la orientación del invernáculo, la misma provoca diferencias en la radiación transmitida por la cubierta en las diferentes zonas del invernáculo. Para el diseño se tomó en cuenta los efectos de borde, descartando las últimas plantas de cada parcela y los canteros exteriores.

Cada bloque fue compuesto por 3 unidades experimentales (parcelas), formando 12 en total (Figura No. 6). Cada una estaba compuesta por 60 plantas dispuestas en un largo de 14.4 m y 1.88 m de ancho. Los tratamientos fueron asignados al azar dentro de cada bloque.

	Borde	Borde	
Bloque 1	T1	T2	Bloque 3
	T2	T3	
	T3	T1	
Bloque 2	T1	T2	Bloque 4
	T3	T1	
	T2	T3	
	Borde	Borde	

T1 = sin agregado de nitrógeno, T2 = nitrógeno agregado al 100% de los requerimientos del cultivo, T3 = nitrógeno agregado al 150 % de los requerimientos del cultivo.

Figura No. 6. Esquema de la distribución de las unidades en el área del experimento

3.5.3. Demanda de nitrógeno por el cultivo

Los requerimientos del cultivo se calcularon teniendo en cuenta la estimación del rendimiento (kilos de fruta fresca) de 200.000 kg ha⁻¹ y en base a los datos obtenidos por Guzmán (2004, Cuadro No. 9 y Figura No. 7).

Cuadro No. 9. Demanda de nitrógeno del cultivo de tomate para un rendimiento de 200.000 kg ha⁻¹ de fruto

Etapa del cultivo	Días / etapa	kg ha ⁻¹ de N	kg ha ⁻¹ día ⁻¹ de N
0-25	25	9.375	0.375
25-50	25	71.25	2.85
50-75	25	125	5
75-100	25	135	5.4
100-125	25	115	4.6
125-150	25	57.5	2.3
Total	150	513.125	

Fuente: adaptado de Guzmán (2004).

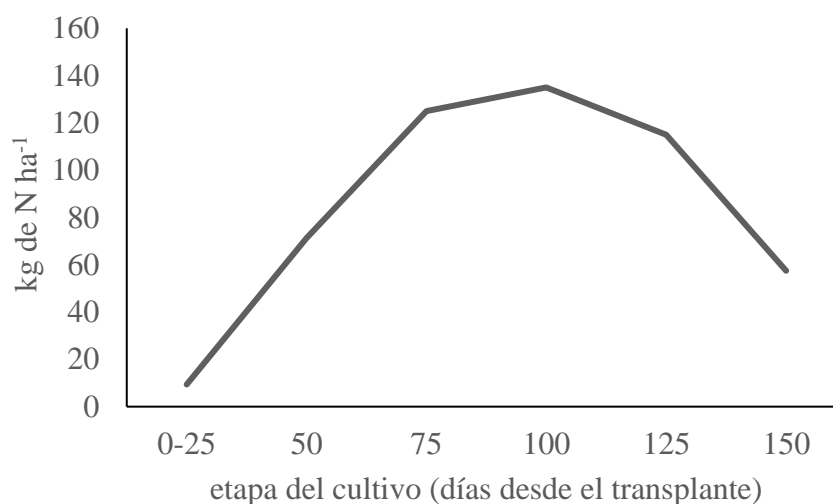


Figura No. 7. Curva de demanda de nitrógeno del cultivo de tomate para 200.000 kg ha⁻¹

3.5.4. Aportes totales de nitrógeno

Los aportes totales de nitrógeno fueron los aportados por el suelo, lo que se aplicó con fertilizantes inorgánicos y lo que aportó el agua de riego. No se utilizaron enmiendas orgánicas.

Para conocer el aporte estimado de nitrógeno por parte del suelo, se consideró el aporte por mineralización de la materia orgánica y el nitrógeno mineral al inicio del cultivo.

Para la estimación de la mineralización de la materia orgánica, se determinó un volumen de suelo de 1500 m³ ha⁻¹ asumiendo una profundidad de arraigamiento de 40 cm

y un ancho explorado por raíces de 60 cm. El volumen de suelo se multiplicó por la densidad aparente (1.2 t m^{-3}), resultando en $1,800,000 \text{ kg}$ de suelo ha^{-1} explorado por las raíces. El porcentaje de materia orgánica determinado por análisis de suelo fue de 3.3 % por lo tanto se estimó $59,400 \text{ kg ha}^{-1}$ de materia orgánica, de la cual se asumió que el 6% era nitrógeno ($3564 \text{ kg de N ha}^{-1}$) y que, de ese porcentaje el 5% se mineraliza anualmente ($178.2 \text{ kg de N ha}^{-1} \text{ año}^{-1}$). A partir de allí y debido a la duración objetivo del cultivo, se determinó el aporte de nitrógeno mineralizado para 5 meses, el cual fue de $74.25 \text{ kg de N ha}^{-1}$.

El nitrógeno mineral se estimó a partir del valor de $50 \text{ mg de NO}_3^- \text{ kg}^{-1}$ de suelo determinado por análisis de suelo al inicio del cultivo. Asumiendo un peso del suelo explorado de $1,800,000 \text{ kg ha}^{-1}$, se estimó que los aportes de NO_3^- fueron de $90 \text{ kg de N ha}^{-1}$. Los $90 \text{ kg de N ha}^{-1}$ sumado con el aporte del suelo de 15 kg ha^{-1} para el primer mes, fueron considerados suficientes y por lo tanto no se agregó fertilizante en el primer mes de cultivo.

Las fertilizaciones de los tratamientos 2 y 3 comenzaron luego del primer mes de trasplantado el cultivo. Las cantidades de fertilizante aplicadas en el tratamiento 2 (100 % de los requerimientos) en principio fueron calculadas a partir de los requerimientos del cultivo y los aportes del suelo, datos que fueron teóricos en base a supuestos. Para corregir las estimaciones de los aportes del suelo y así poder ajustar las dosis de fertilizantes a aplicar, se hicieron análisis de solución de suelo.

Para el monitoreo de la solución de suelo se colocaron sondas de succión (SDEC) a 25 cm de profundidad y colocadas en la fila de las plantas, entre medio de dos plantas. El muestreo se realizó semanalmente durante todo el ciclo del cultivo. El procedimiento consistió en la aplicación de vacío (70cb) en las sondas 8 horas después del riego, durante 8 horas, y en la mañana del siguiente día se extraía el volumen colectado en el interior de la sonda. La solución de suelo obtenida se midió con medidores rápidos (LAQUAtwin, Horiba) para obtener la concentración de nitratos.

La dosis total de nitrógeno aplicado fueron 0, 140.2 y $203.7 \text{ kg de N ha}^{-1}$ para los tratamientos 1, 2 y 3, respectivamente (Cuadro No. 10). Con la solución nutritiva se buscó que los demás nutrientes no fueran limitantes en los tratamientos 2 y 3 (ver Cuadro No. 2 de anexos).

Cuadro No. 10. Aportes de nitrógeno por fertirriego en cada tratamiento

Trat.	KNO ₃		Mg(NO ₃) ₂		(NH ₄) ₂ SO ₄		Total
	Total	N apli.	Total	N apli.	Total	N apli.	N apli.
1	0	0	0	0	0	0	0
2	880.0	114.4	213.9	23.5	10.7	02.2	140.2
3	1353.8	176.0	219.3	24.1	1.6.8	03.5	203.7
Total	2233.8	290.4	433.2	47.7	27.5	05.7	343.9

Trat. = tratamiento, KNO₃ = nitrato de potasio (kg ha⁻¹), Mg(NO₃)₂ = nitrato de magnesio (kg ha⁻¹) (NH₄)₂SO₄ = sulfato de amonio (kg ha⁻¹), N apli. = nitrógeno aplicado (kg ha⁻¹).

Durante el ciclo de cultivo se aplicaron 5114.0 m⁻³ ha⁻¹ de agua en el tratamiento 1, 5053.2 m⁻³ ha⁻¹ de agua en el tratamiento 2 y 5106.3 m⁻³ ha⁻¹ de agua en el tratamiento 3. Por lo cual, teniendo en cuenta que el agua contenía 0.11 mg N L⁻¹ según los datos del análisis de agua (Cuadro No. 8), se aportó en cada tratamiento 0.06 g m⁻² de nitrógeno.

3.6. RECOLECCIÓN DE LAS MUESTRAS

3.6.1. Para análisis de savia, análisis foliar y fotografía digital

Desde el 26 de setiembre (42 días desde trasplante) y cada quince días se tomaron muestras de hojas de todas las unidades experimentales hasta el 3 de diciembre realizando 6 muestreos (Cuadro No. 11), día previo al despunte del ápice de la planta. En cada muestreo se colectaron 12 hojas por parcela que se dividieron en dos, seis fueron para análisis de tejido de hoja y de las otras seis, los pecíolos se usaron para análisis de savia y los folíolos se usaron para tomar las fotografías. Para la recolección de las muestras se siguió el siguiente protocolo.

- Hora: siempre fija, previo al riego (8:00 – 9:30 am).
- Cantidad: 12 plantas por parcela, 1 hoja por planta (144 hojas por muestreo).
- Tipo de hoja a muestrear: la más nueva totalmente desarrollada, correspondiente a la 4^{ta}. o 5^{ta}. hoja desde el punto de crecimiento.
- Lugar dentro de la parcela: al azar.
- Días entre muestreo: 15 días.
- Almacenamiento: colocar las hojas muestreadas en bolsas plásticas y éstas en conservadoras con recipientes con hielo.
- Otras consideraciones: coleccionar la mitad de las muestras del lado Oeste de la fila y la otra del lado Este.

Cuadro No. 11. Distribución de los muestreos en el tiempo

Fecha de muestreo	Días de trasplante	Estado fenológico
26-09-19	42 días	1 ^{er} . racimo en antesis. 2 ^{do} . racimo en formación.
10-10-19	56 días	4 racimos por planta. 2 ^{do} . racimo en antesis y 1 ^{er} . racimo cuajando los frutos.
24-10-19	70 días	5 racimos por planta. 4 ^{to} . racimo en antesis.
07-11-19	84 días	7 racimos por planta; 6 ^{to} . racimos en antesis
21-11-19	98 días	9 racimos por planta; el 8 ^{vo} . racimo en antesis
03-12-19	110 días	Maduración del 1 ^{er} . y 2 ^{do} . racimo. 8 ^{vo} . racimo en antesis.

3.7. ANÁLISIS EN LABORATORIO

Inmediatamente después de cada recolección, las muestras fueron llevadas al laboratorio de INIA Las Brujas, en el cual se realizaron los análisis. Para análisis de nitrato en savia, análisis foliar y fotografía para RGB, las mismas llegaron divididas en dos bolsas por unidad experimental (seis hojas cada una). Una fue utilizada para análisis foliar y a la otra se le extrajeron los pecíolos y folíolos, para su posterior análisis de savia y fotografía digital, respectivamente.

3.7.1. Análisis foliar

Las muestras compuestas de 6 hojas completas (incluyendo los pecíolos) se enviaron al laboratorio de suelos plantas y aguas de INIA Las Brujas, donde se determinó el contenido de nitrógeno en porcentaje mediante el método Kjeldahl.

3.7.2. Medición de nitrato en savia

Los pecíolos se cortaron en trozos de 1 cm de largo aproximadamente y luego se exprimieron con una prensa manual de ajo. La savia resultante de los seis pecíolos por unidad experimental se mezcló en un vaso de bohemia para su inmediato análisis con electrodo selectivo de ion nitrato LAQUAtwin NO₃⁻ 11, marca HORIBA (Figura No. 8).



Figura No. 8. A la izquierda trozos de pecíolo y prensa de ajo utilizada para extraer la savia. A la derecha electrodo selectivo de iones LAQUAtwin NO_3^- marca HORIBA

El sensor LAQUAtwin se calibró al inicio del muestreo y cada seis mediciones con dos soluciones estándar (2000 y 150 mg kg^{-1}). Se registró la concentración de nitrato en mg kg^{-1} de la extracción pura y diluida al 50% con agua destilada. En el sensor del medidor rápido se colocaron unas gotas de savia fresca (recién exprimida) hasta cubrirlo completamente y luego de unos segundos se registró la medida. Luego de realizar la dilución se repitió el proceso. Todos los datos se registraron en una planilla electrónica.

3.7.3. Fotografías digitales para RGB

De cada una de las seis hojas por unidad experimental se tomaron tres folíolos de diferentes posiciones (apical, central y basal) como se muestra en la Figura No. 9, por lo tanto, en cada muestreo se fotografiaron 18 folíolos por unidad experimental. Éstos se colocaron en un dispositivo especialmente fabricado para estandarizar las fotografías (Figura No. 10), con el que se buscó eliminar la interferencia de luz externa. Dicho dispositivo era totalmente cerrado y de color blanco, de 50.3 por 24.25 cm de base, con una luz artificial instalada. Las fotografías se tomaron con una cámara Nikon, modelo Coolpix L330. La cámara se mantuvo siempre con la misma configuración en todas las fotos (ISO 100, zoom mínimo, enfoque automático y disparo a los 10 segundos para no provocar movimiento).



Figura No. 9. Hoja con los 3 folíolos utilizados (apical, central y basal). 18 folíolos por unidad experimental

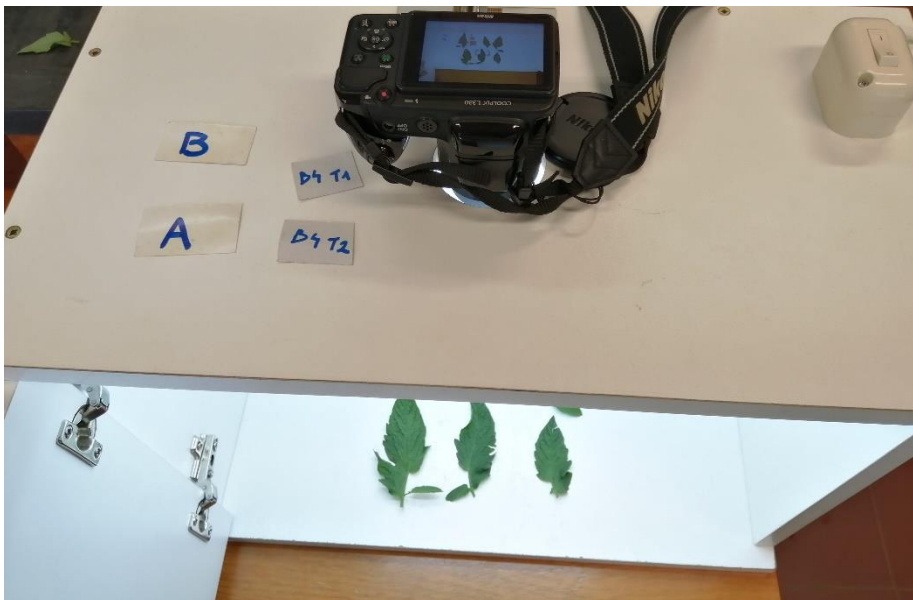


Figura No. 10. Dispositivo para estandarizar las fotografías

3.8. MEDICIÓN DE RGB CON PROGRAMA IMAGEJ

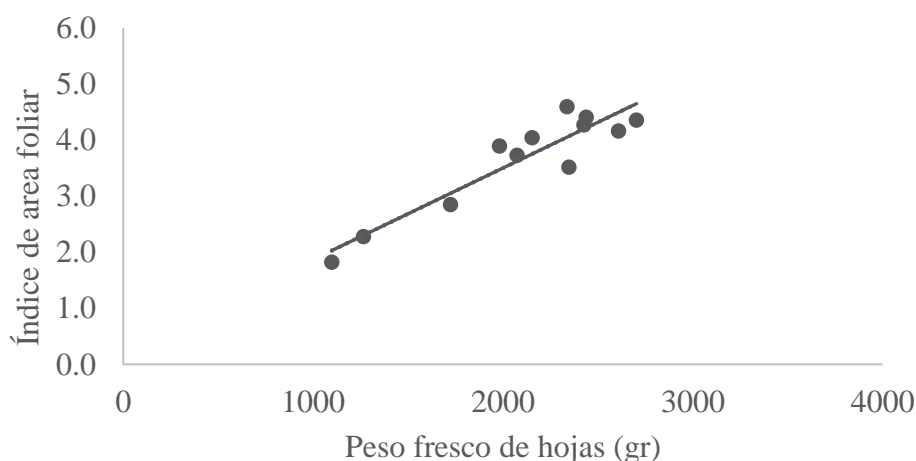
Las fotografías se procesaron con el programa ImageJ para determinar los valores de rojo, verde y azul (RGB). El área analizada en cada foliolo fue siempre la misma (10.000 píxeles) y el lugar dentro de cada foliolo se estandarizó en el centro evitando la nervadura central de forma de minimizar la variabilidad. Los pasos para cada medida en el programa fueron los siguientes:

- >> Analyze >> Tools >> ROI manager >> More >> Specify: width = 100; Height = 100
- >> Plugins >> Analyze >> RGB Measure
- Luego se copian los datos a una planilla electrónica.

3.9. DETERMINACIÓN DEL ÍNDICE DE ÁREA FOLIAR

Para la determinación del índice de área foliar se recolectó una planta entera representativa de cada parcela el 10 de diciembre, cuando el cultivo tenía 110 días de trasplantado y con el tercer racimo en maduración.

El índice de área foliar se estimó en base a la ecuación de regresión lineal significativa resultante entre la superficie foliar obtenida por fotografía del análisis con ImageJ y el peso fresco de hoja (Figura No. 11).



Ecuación de regresión lineal $y_i = 0.0016 x_i + 0.236$ y coeficiente de determinación $R^2 = 0.86$ p-valor < 0.001.

Figura No. 11. Índice de área foliar a 110 días de trasplante en función del peso fresco de hojas

3.9.1. Fotografías para medir área foliar y determinar peso fresco y seco

A cada una de las plantas enteras se le extrajo 80 folíolos aproximadamente, con partes de pecíolo, eligiéndolos de distintas posiciones en la planta (alta, media y baja). Cada muestra se colocó extendida en el dispositivo que se muestra en la Figura No. 10 y se fotografió con la misma cámara digital e iguales configuraciones que para RGB. Con una balanza digital se tomó el peso fresco y luego esa muestra se secó en estufa hasta peso constante (a 65°C) y se obtuvo el peso seco.

3.9.2. Medición de área foliar

Las fotografías se procesaron con el programa ImageJ para medir el área foliar con los siguientes pasos:

1. >> Analyze >> Set Scale: Know distance = xx; Unit of length = cm
2. >> Image >> Type >> 8 bit
3. >> Image >> Adjust >> Threshold: ajustar con la segunda barra el área de la hoja a medir >> Apply
4. >> Analyze >> Set Measurements: seleccionar la variable área; seleccionar display label >> OK
5. >> Analyze >> Tools >> ROI Manager
6. Con la herramienta “wand tracing tool” seleccionar las hojas a medir e incluirlas en ROI manager mediante la tecla Add (t)
7. Con la herramienta “wand tracing tool” seleccionar los espacios en blanco e incluirlas en ROI manager mediante la tecla Add (t) para descontarlos a posteriori en el análisis de datos.
8. En ROI manager ir a >> Measure. En la ventana “Results” copiar los datos a una planilla electrónica

3.10. DETERMINACIÓN DEL RENDIMIENTO

El rendimiento del cultivo se determinó en parcelas de 10 plantas que fueron marcadas al inicio del cultivo (Figura No. 12), con el objetivo de no retirar de las parcelas muestras de hojas para los análisis de los test rápidos y RGB. Se cosechó toda la fruta madura (desde verde maduro a rojo). Se realizaron 7 cosechas comenzando el 29 de noviembre del 2019 hasta el 23 de enero del 2020. Los frutos cosechados en cada parcela se pesaron utilizando balanza digital y se contabilizó el número total de frutos separándolos en 4 categorías: < 50 mm, 51-64 mm, 65-80 mm, > 80 mm según la clasificación del Mercado Modelo de Montevideo (CAMM).



Figura No. 12. Parcela de cosecha con 10 plantas. Tratamiento 2 en uno de los bloques

3.11. ANÁLISIS ESTADÍSTICO

El análisis estadístico fue realizado con el software InfoStat.

3.11.1. Verificación de supuestos de normalidad y homogeneidad de las varianzas

Con la prueba de Shapiro-Wilk se verificó si los residuos de las variables estudiadas pertenecían a una población con distribución normal.

Las hipótesis estadísticas que se probaron fueron las siguientes:

H_0 = los residuales del modelo provienen de una población con distribución normal

H_a = los residuales del modelo no provienen de una población con distribución normal

El criterio de decisión fue si p-valor de la prueba de Shapiro-Wilk es menor a 0.05, se rechaza H_0 con 95 % de probabilidad de cometer error de tipo 1.

En Cuadro No. 3 de anexos se puede observar que todas las variables cumplieron con el supuesto de normalidad de los residuos.

Con los residuos absolutos de las variables se realizó la prueba de Levene para verificar el supuesto de homogeneidad de las varianzas.

Las hipótesis estadísticas que se probaron fueron las siguientes:

H_0 = las varianzas son iguales

H_a = al menos una varianza es diferente

El criterio de decisión fue si p-valor de la prueba de Levene es menor a 0.05 se rechaza H_0 con 95 % de probabilidad de cometer error de tipo 1.

La variable azul en los muestreos 2 y 5 y verde en muestreos 1 y 3 no cumplen con el supuesto de homogeneidad de las varianzas (ver Cuadro No. 4 de anexos).

3.11.2. Modelos estadísticos

3.11.2.1. Análisis de nitrógeno foliar (%) y nitrato en savia

Debido a que se realizaron 6 mediciones en el tiempo de las mismas variables (% nitrógeno foliar y concentración de nitrato en savia), se usó el análisis de medidas repetidas considerando además al tiempo. También se consideró un error de muestreo, ya que en cada relevamiento no se midió la totalidad de la unidad experimental.

$$Y(ijkl) = \mu + N_i + M_j + (NT)_{ij} + \beta_k + \epsilon(ijk) + \delta_l(ijk)$$

$Y(ijkl)$ = Variable observable N = Nitrógeno (NT) = Interacción $N \times T$

β = bloque M = Muestreo δ = Error de muestreo

μ = media general ϵ = Error experimental

$i = 1-3$ $j = 1-6$ $k = 1-4$ $l = 1-6$

3.11.2.2. Análisis de área foliar y rendimiento

El modelo estadístico que se utilizó para analizar estas variables fue el de un DBCA (diseño en bloques completos al azar), pero con la sumatoria de un error de muestreo, ya que tanto para el rendimiento como para el área foliar no se midió en toda la unidad experimental. El modelo estadístico para área foliar fue el siguiente:

$$Y(ijk) = \mu + N_i + \beta_j + \epsilon(ij) + \delta_k(ij)$$

$Y(ijk)$ = Variable observable N = Nitrógeno

β = bloque δ = Error de muestreo

μ = media general ϵ = Error experimental

$i = 1-3$ $j = 1-4$ $k = 1$

Modelo estadístico para rendimiento fue el siguiente:

$$Y(ijk) = \mu + N_i + \beta_j + \epsilon(ij) + \delta_k(ij)$$

$Y(ijk)$ = Variable observable N = Nitrógeno μ = media general

β = bloque ϵ = Error experimental δ_k = Error de muestreo

$i = 1-3$ $j = 1-4$ $k = 1-10$

3.11.3. Comparaciones de medias

Las comparaciones de medias entre tratamientos fueron realizadas con la prueba de Tukey con nivel de significancia del 0.1%.

3.11.4. Correlaciones y regresiones

Antes de realizar correlaciones, las variables se procesaron con el programa GraphPad (plataforma online) para detectar datos fuera de tipo.

Se estudió la correlación lineal de Pearson para todas aquellas variables que cumplieron con el supuesto de normalidad y homogeneidad de las varianzas. En aquellas variables que no cumplieron el supuesto de homogeneidad (ver Cuadro No. 4 de anexos) se utilizó el coeficiente de Spearman.

La interpretación de las correlaciones fue la siguiente: correlaciones superiores a 0.70 se clasificaron como altas, entre 0.30-0.70 moderadas y menores a 0.30 como bajas (Laguna, 2014).

Las regresiones que se realizaron fueron todas regresiones lineales simples. Para cada una de las regresiones se realizó análisis de las varianzas, verificando si los modelos

de regresión propuestos son válidos para realizar predicciones. Con el análisis de varianzas se probaron las siguientes hipótesis:

H_0 = pendiente de la recta (β_1) es igual a cero

H =pendiente de la recta (β_1) diferente de cero

El criterio de decisión fue si p-valor del modelo es menor a 0.05 se rechaza H_0 con 95 % de probabilidad de cometer error de tipo 1, concluyendo que existe una relación lineal entre las variables X e Y.

4. RESULTADOS

4.1. RELACIÓN ENTRE EL NITRÓGENO FOLIAR Y LA CONCENTRACIÓN DE NO_3^- EN LOS PECÍOLOS DE LAS HOJAS

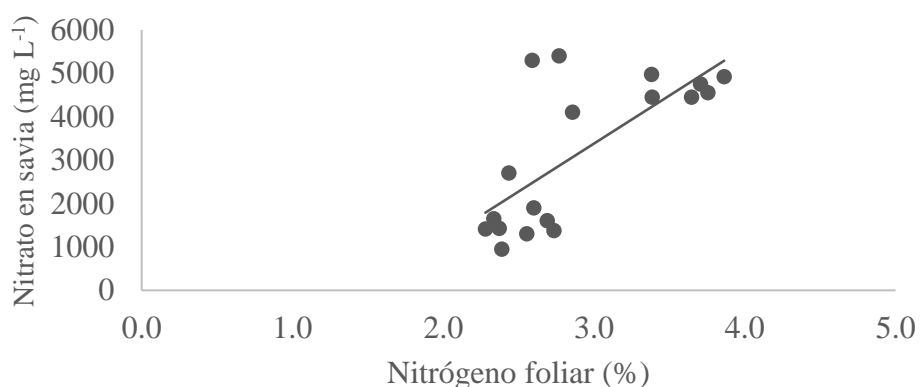
Para el promedio de todos los tratamientos, la concentración de nitrato en savia sin diluir estuvo correlacionada positivamente con el porcentaje de nitrógeno foliar (coeficiente de Pearson=0.72, p-valor<0.001). El coeficiente de Pearson entre el contenido promedio de nitrógeno foliar y la concentración de nitrato en savia diluida al 50% fue de 0.64 (p-valor=0.010). Los coeficientes de correlación para concentración de nitrato en savia obtenida de pecíolos sin diluir y diluida al 50% fueron superiores en el tratamiento 1 que en los tratamientos 2 y 3 (Cuadro No. 12).

Cuadro No. 12. Coeficientes de correlación entre contenido de nitrógeno foliar y la concentración de nitrato en savia en los pecíolos

	Coeficientes de Pearson (p-valor)			
	T1	T2	T3	Generales
Nitrato en savia sin diluir	0.89 (0.01)	0.61 (0.19)	0.65 (0.15)	0.72 (<0.001)
Nitrato en savia diluida 50%	0.92 (0.02)	0.54 (0.35)	0.50 (0.39)	0.64 (0.01)

T1 = sin agregado de nitrógeno, T2 = nitrógeno agregado al 100% de los requerimientos del cultivo, T3 = nitrógeno agregado al 150 % de los requerimientos del cultivo, Generales = los tres tratamientos en conjunto.

Se encontró una regresión lineal significativa entre el nitrógeno foliar y el contenido de nitrato en savia de los pecíolos en el conjunto de los tratamientos (Figura No. 13).



Ecuación de regresión lineal $y_i = 2211.3 x_i - 3252.4$ y coeficiente de determinación $R^2 = 0.5205$ p-valor<0.001.

Figura No. 13. Concentración de nitrato en savia sin diluir en función del contenido de nitrógeno foliar (%)

4.2. RELACIÓN ENTRE EL CONTENIDO DE NITRÓGENO FOLIAR Y LOS PARÁMETROS RGB DE LAS FOTOGRAFÍAS FOLIARES

En el Cuadro No. 13 se observa que para el conjunto de los tratamientos (generales), el color azul del foliolo del medio y del foliolo basal (coeficiente de Spearman=0.66 p-valor=0.003 y 0.64 p-valor=0.007, respectivamente) y el color rojo del foliolo apical (coeficiente de Pearson=0.64 p-valor=0.005) fueron los que presentaron mayor correlación con el porcentaje de nitrógeno foliar. El color verde no presentó correlaciones significativas (p-valor=0.05) en ninguna de las tres posiciones de los foliolos.

El color rojo del foliolo apical fue el que tuvo mayor correlación con el porcentaje de nitrógeno foliar en los tratamientos 1 y 2 (coeficiente de Pearson=0.97 p-valor=0.008 y coeficiente de Pearson=0.90 p-valor=0.015, respectivamente, Cuadro No. 13 y Figura No. 17). Para el tratamiento 3 el color azul en el foliolo base fue el que presentó mayor correlación significativa con el porcentaje de nitrógeno foliar (coeficiente de Spearman=0.83 p-valor=0.048, Cuadro No. 13).

Las ecuaciones de regresión lineal del valor de color azul (foliolo del medio y basal) al igual que para el color rojo del foliolo apical (para los tres tratamientos en conjunto) en función del contenido de nitrógeno foliar (%) fueron significativas p-valor<0.05 (Figuras No. 14, No. 15 y No. 16).

Cuadro No. 13. Coeficientes de correlación entre el contenido de nitrógeno foliar y los parámetros RGB en los foliolos apical, medio y basal de las hojas

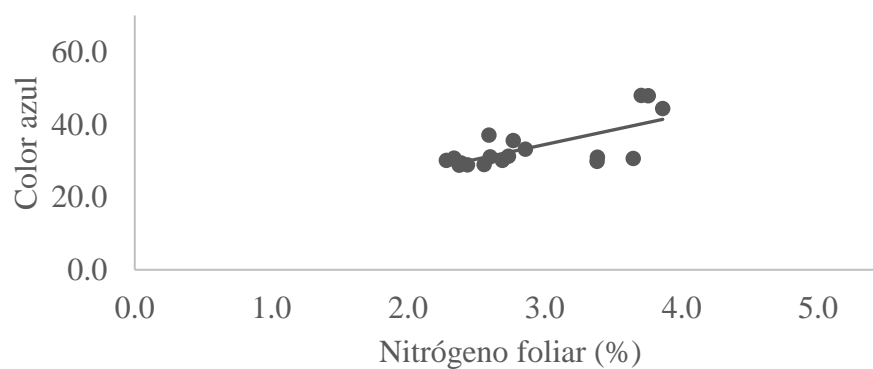
Parámetros RGB	Posición del foliolo	Coeficiente de correlación (p-valor)			
		T1	T2	T3	Generales
Rojo	Apical	0.97**	0.90**	0.38**	0.64**
		(<0.01)	(0.01)	(0.45)	(<0.01)
Rojo	Medio	0.25**	0.05**	0.42**	0.23**
		(0.63)	(0.92)	(0.41)	(0.35)
Rojo	Base	-0.14**	0.76**	0.44**	0.19**
		(0.55)	(0.08)	(0.38)	(0.44)
Verde	Apical	-0.09*	0.03*	0.03*	-0.03*
		(0.84)	(0.94)	(0.94)	(0.89)
Verde	Medio	-0.14*	-0.31*	-0.09*	-0.15*
		(0.74)	(0.48)	(0.84)	(0.56)
Verde	Base	-0.14*	-0.31*	-0.03*	-0.05*
		(0.74)	(0.48)	(0.94)	(0.84)
Azul	Apical	0.37*	0.37*	0.26*	0.29*
		(0.40)	(0.40)	(0.56)	(0.22)

Azul	Medio	0.49*	0.49*	0.54*	0.66*
		(0.27)	(0.28)	(0.22)	(0.003)
Azul	Base	0.60*	0.49*	0.83*	0.64*
		(0.18)	(0.27)	(0.06)	(0.007)
(R-A)/(R+A)	Apical	-0.64*	-0.12*	-0.06*	-0.26*
		(0.17)	(0.30)	(0.91)	(0.26)
(R-A)/(R+A)	Medio	-0.43*	-0.26*	-0.23*	-0.32*
		(0.33)	(0.83)	(0.65)	(0.20)
(R-A)/(R+A)	Base	-0.64*	-0.38*	-0.23*	-0.46*
		(0.17)	(0.46)	(0.65)	(0.05)
A/(R+V)	Apical	0.46*	0.09*	-0.03*	0.18*
		(0.35)	(0.85)	(0.95)	(0.47)
A/(R+V)	Medio	0.23*	0.32*	0.15*	0.22*
		(0.66)	(0.54)	(0.78)	(0.39)
A/(R+V)	Base	0.64*	0.44*	0.23*	0.46*
		(0.17)	(0.38)	(0.65)	(0.54)

T1 = sin agregado de nitrógeno, T2 = nitrógeno agregado al 100% de los requerimientos del cultivo, T3 = nitrógeno agregado al 150 % de los requerimientos del cultivo, Generales = los tres tratamientos en conjunto. (R-A)/(R+A) = (rojo-azul)/(rojo+azul), A/(R+V) = azul/(rojo+verde).

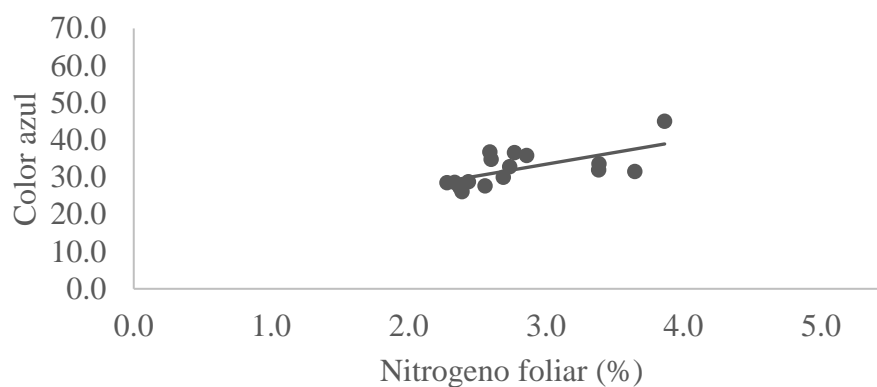
*Coeficiente de correlación de Spearman

**Coeficiente de correlación lineal de Pearson



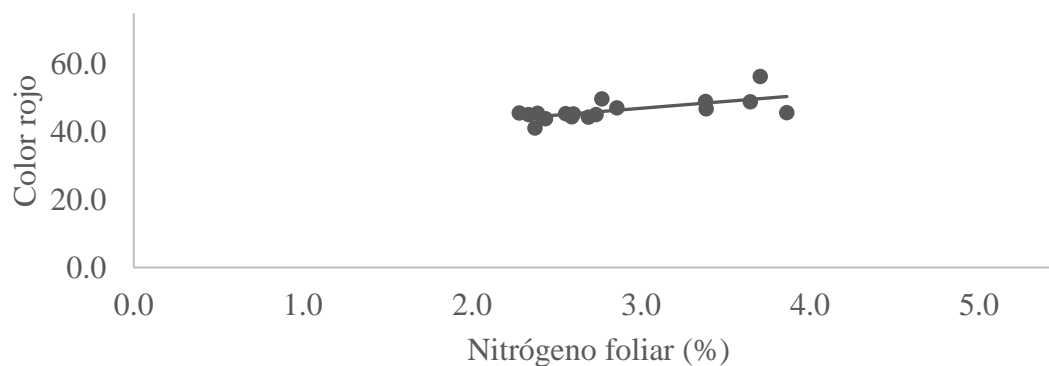
Ecuación de regresión lineal $y_i = 8.03 x_i + 10.36$ y coeficiente de determinación $R^2 = 0.48$ p-valor = 0.001.

Figura No. 14. Valor de azul en el folíolo del medio de las hojas para los tres tratamientos en función del contenido de nitrógeno foliar



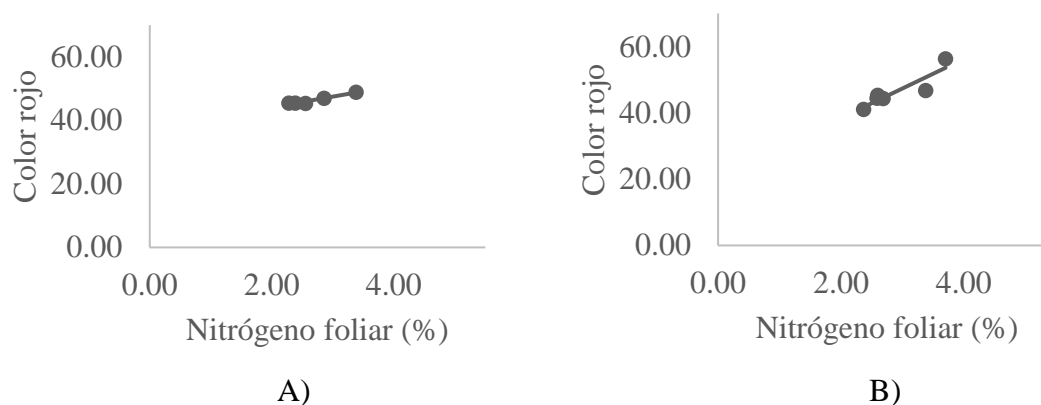
Ecuación de regresión lineal $y_i = 6.30 x_i + 14.58$ y coeficiente de determinación $R^2 = 0.41$ p-valor = 0.007.

Figura No. 15. Valor de azul en el folíolo basal de las hojas para los tres tratamientos en función del contenido de nitrógeno foliar



Ecuación de regresión lineal $y_i = 4.02 x_i + 34.86$ y coeficiente de determinación $R^2 = 0.41$ p-valor=0.005.

Figura No. 16. Valor de rojo en el folíolo apical de las hojas para los tres tratamientos en función del contenido de nitrógeno foliar



A) Para el tratamiento 1 ecuación de regresión lineal $y_i = 3.37x_i + 37.35$ y coeficiente de determinación $R^2 = 0.93$ p -valor < 0.01 . B) Para el tratamiento 2 ecuación de regresión lineal $y_i = 8.88x_i + 20.65$ y coeficiente de determinación $R^2 = 0.80$ p -valor = 0.01.

Figura No. 17. Valor de rojo en el folíolo apical de las hojas en función del contenido de nitrógeno foliar para el tratamiento 1 y 2

4.3. EFECTO DE NIVELES DE NITRÓGENO EN EL CONTENIDO DE NITRÓGENO FOLIAR Y LA CONCENTRACIÓN DE NITRATO EN SAVIA DE LOS PECÍOLOS

No se observaron diferencias significativas en el contenido de nitrógeno foliar (Cuadro No. 14) y en la concentración de nitrato en savia (Cuadro No. 15) para los diferentes niveles de nitrógeno.

Cuadro No. 14. Efecto de los niveles de nitrógeno en el contenido de nitrógeno foliar

Niveles de nitrógeno	Contenido de nitrógeno foliar (%) *
T1	2.87 a
T2	2.89 a
T3	2.96 a

DMS=0.33; p -valor 0.84

T1 = sin agregado de nitrógeno, T2 = nitrógeno agregado al 100% de los requerimientos del cultivo, T3 = nitrógeno agregado al 150 % de los requerimientos del cultivo

*Medias con letra en común no son significativamente diferentes (p -valor > 0.1)

DMS = diferencia mínima significativa Tukey (Alfa=0.1).

Cuadro No. 15. Efecto de los niveles de nitrógeno en la concentración de nitrato (NO_3^-) en savia

Niveles de nitrógeno	Concentración nitrato en savia (mg L^{-1}) *
T1	2881 a
T2	3237 a
T3	3416 a

DMS=640; p-valor = 0.24

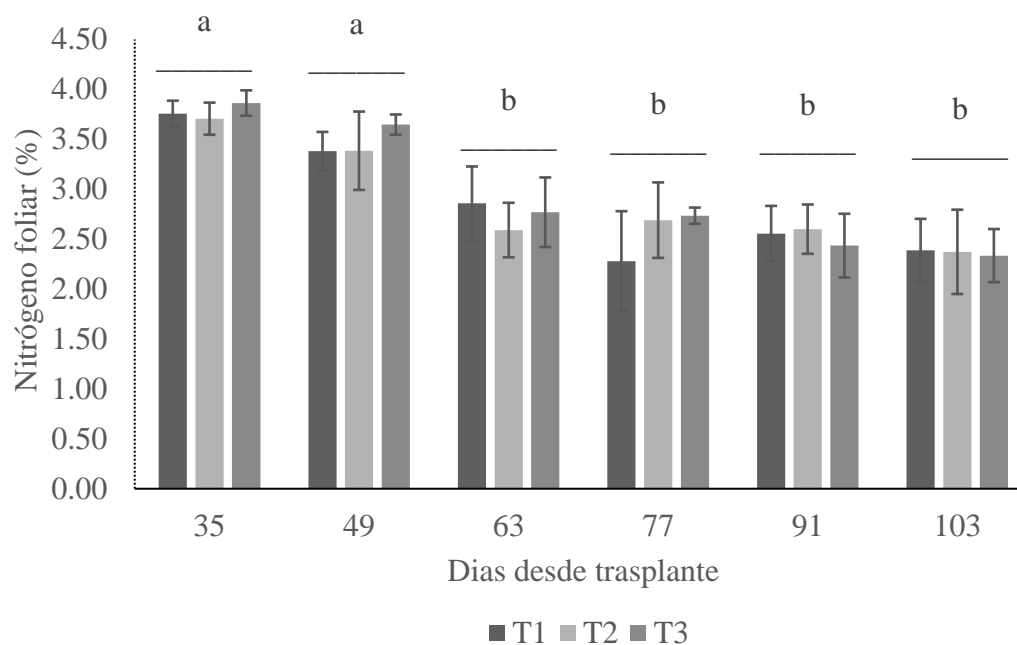
T1 = sin agregado de nitrógeno, T2 = nitrógeno agregado al 100% de los requerimientos del cultivo, T3 = nitrógeno agregado al 150 % de los requerimientos del cultivo

*Medias con letra en común no son significativamente diferentes (p-valor > 0.1)

DMS = diferencia mínima significativa Tukey (Alfa=0.1).

Se constató una tendencia decreciente significativa de la concentración de nitrógeno foliar y de la concentración de nitrato en savia en el tiempo (Figuras No. 18 y No. 19, respectivamente).

El contenido de nitrógeno foliar no tuvo variación desde el día 35 al día 49 DDT (días después del trasplante, muestreo 1 y 2), y fueron los valores más altos. Desde el día 49 al día 63 DDT (3^{er.} muestreo) el contenido de nitrógeno foliar desciende y luego se mantiene hasta el día 103 DDT (6^{to.} muestreo, Figura No. 17). En cambio, la concentración de nitrato en savia (mg L^{-1}) registró los valores más altos en los primeros 3 muestreos (día 35 al día 63 DDT) y el descenso se constató en el día 77 DDT (4^{to.} muestreo), manteniéndose con valores significativamente iguales hasta el día 103 DDT (Figura No. 19).

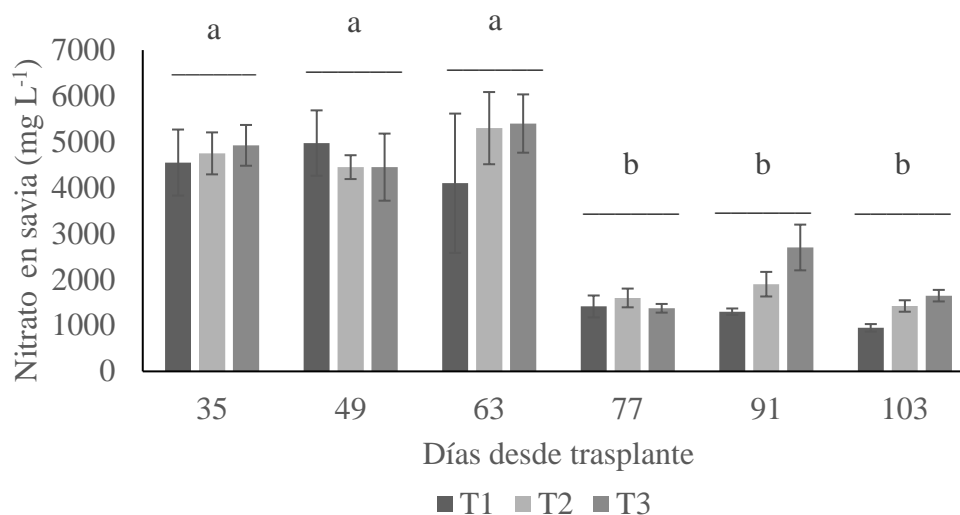


T1 = sin agregado de nitrógeno, T2 = nitrógeno agregado al 100% de los requerimientos del cultivo, T3 = nitrógeno agregado al 150 % de los requerimientos del cultivo

Letras en común no son significativamente diferentes (p-valor > 0.1) Diferencia mínima significativa Tukey (Alfa=0.1) = 0.59.

*. No hubo diferencias entre tratamientos.

Figura No. 18. Evolución de la concentración de nitrógeno foliar



T1 = sin agregado de nitrógeno, T2 = nitrógeno agregado al 100% de los requerimientos del cultivo, T3 = nitrógeno agregado al 150 % de los requerimientos del cultivo
 Letras en común no son significativamente diferentes (p-valor > 0.1). Diferencia mínima significativa Tukey (Alfa=0.1) = 1149.

*. No hubo diferencias entre tratamientos.

Figura No. 19. Evolución de la concentración de nitrato en savia

4.4. EFECTO DE LOS DIFERENTES NIVELES DE NITRÓGENO EN EL RENDIMIENTO Y EL ÍNDICE DE ÁREA FOLIAR

No se observaron diferencias significativas entre tratamientos en el rendimiento y el índice de área foliar (Cuadros No. 16 y No. 17).

Cuadro No. 16. Efecto de las dosis agregadas de nitrógeno en el rendimiento en fruto

Niveles de nitrógeno	Rendimiento medio (kg m ⁻²) *
T1	18.09 a
T2	20.68 a
T3	21.98 a

DMS=4.45; p-valor=0.16

T1 = sin agregado de nitrógeno, T2 = nitrógeno agregado al 100% de los requerimientos del cultivo, T3 = nitrógeno agregado al 150 % de los requerimientos del cultivo

*Medias con letra en común no son significativamente diferentes (p-valor > 0.1)

DMS = diferencia mínima significativa Tukey (Alfa=0.1).

Cuadro No. 17. Efecto de niveles de nitrógeno en el índice de área foliar

Niveles de nitrógeno	Índice de área foliar *
T1	3.18 a
T2	3.72 a
T3	4.08 a

DMS=1.14; p-valor=0.29

T1 = sin agregado de nitrógeno, T2 = nitrógeno agregado al 100% de los requerimientos del cultivo, T3 = nitrógeno agregado al 150 % de los requerimientos del cultivo.

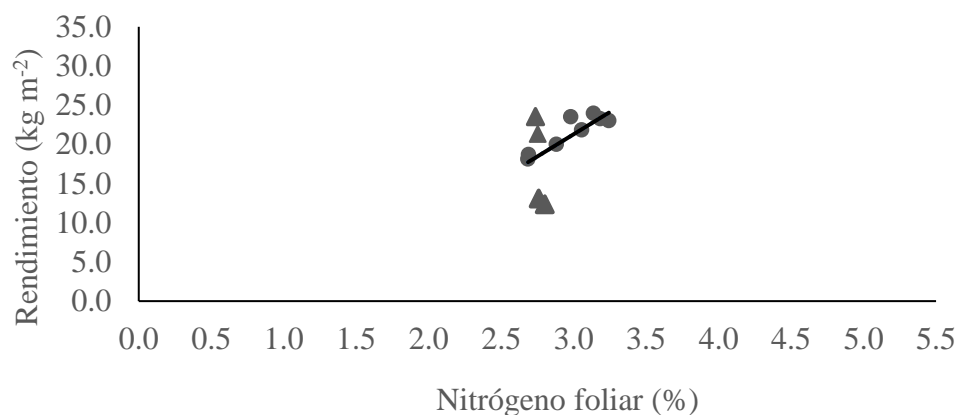
*Medias con letra en común no son significativamente diferentes (p-valor > 0.1).

DMS = diferencia mínima significativa Tukey (Alfa=0.1).

4.5. RELACIÓN DEL CONTENIDO DE NITRÓGENO FOLIAR Y LA CONCENTRACIÓN DE NITRATO EN SAVIA CON EL RENDIMIENTO

La correlación lineal de Pearson entre contenido de nitrógeno foliar y rendimiento para los tres tratamientos no fue significativa $R=0.54$ p-valor>0.1. Los puntos más alejados de la recta de regresión (referenciados como triángulos en la Figura No. 20), corresponden al tratamiento 1, en el cual para similares concentraciones de nitrógeno foliar se registraron grandes diferencias en el rendimiento.

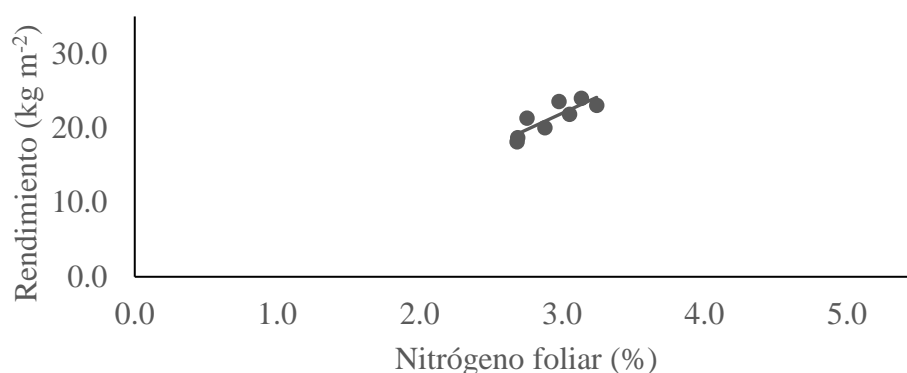
La ecuación de regresión lineal entre rendimiento en función del contenido de nitrógeno foliar (Figura No. 20), no fue significativa p-valor>0.1.



Ecuación de regresión lineal no significativa p-valor>0.1 y coeficiente de determinación $R^2 = 0.29$.

Figura No. 20. Rendimiento en función del contenido de nitrógeno foliar

El rendimiento en los tratamientos 2 y 3 en función del contenido de nitrógeno foliar tuvo correlación lineal de Pearson significativa ($R=0.85$ $p\text{-valor}<0.001$) siendo mayor que para los 3 tratamientos en conjunto (Figura No. 21).

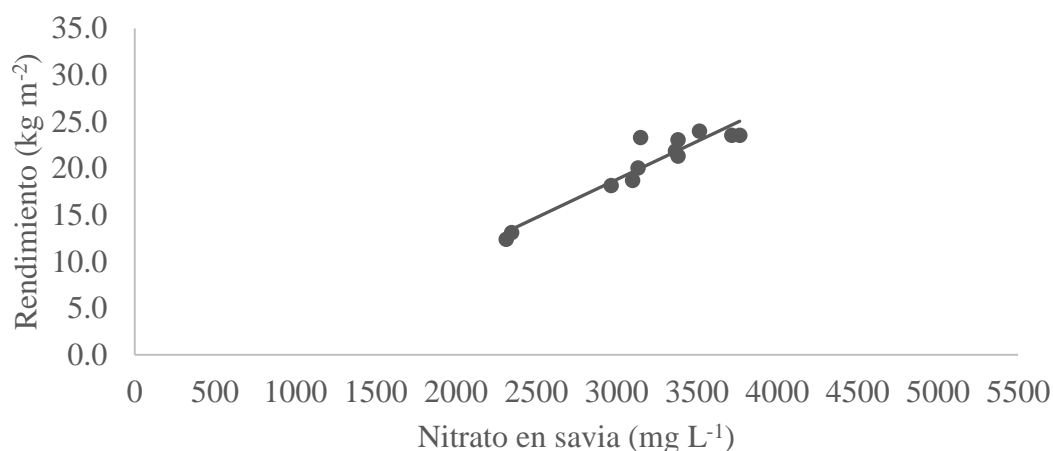


Ecuación de regresión lineal $y_i = 8.85 x_i - 4.58$ y coeficiente de determinación $R^2=0.72$ $p\text{-valor}<0.001$.

Figura No. 21. Rendimiento de los tratamientos 2 y 3 en función del contenido de nitrógeno foliar

La concentración de nitrato en savia tuvo fuerte correlación lineal de Pearson y significativa con el rendimiento ($R=0.95$ $p\text{-valor}<0.001$), siendo mayor que la correlación entre contenido de nitrógeno foliar y rendimiento ($R^2=0.33$, Figura No. 20).

La ecuación de regresión lineal de rendimiento en función del contenido de nitrato en savia de los pecíolos (Figura No. 22), fue significativa $p\text{-valor}<0.001$.

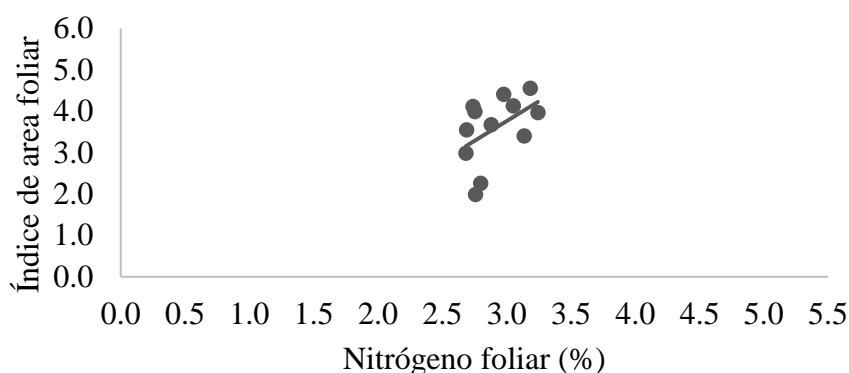


Ecuación de regresión lineal $y_i = 0.008 x_i - 5.70$ y coeficiente de determinación $R^2=0.89$ p-valor<0.001.

Figura No. 22. Rendimiento en función de la concentración de nitrato en savia de pecíolos

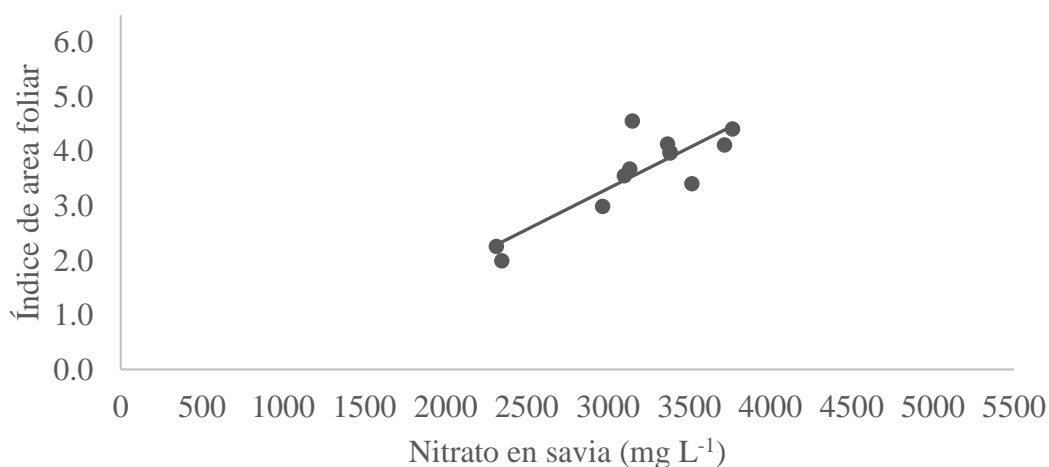
4.6. RELACIÓN ENTRE CONTENIDO DE NITRÓGENO FOLIAR Y CONCENTRACIÓN DE NITRATO EN SAVIA CON EL ÍNDICE DE ÁREA FOLIAR

La correlación lineal de Pearson y ecuación de regresión lineal entre contenido de nitrógeno foliar (promedio de los 6 muestreos) e índice de área foliar medido a los 110 días de trasplante no fueron significativas $R=0.49$ p-valor>0.1 y $R^2=0.24$ p-valor>0.1, respectivamente (Figura No. 23). En cambio, la concentración de nitrato en savia de pecíolo (promedio de los 6 muestreos) tuvo correlación lineal de Pearson significativa con el índice de área foliar medido a los 110 días de trasplante ($R=0.85$ p-valor<0.001) y la ecuación de regresión lineal (Figura No. 24), fue significativa p-valor<0.001.



Ecuación de regresión lineal no significativa $p\text{-valor} > 0.1$ con coeficiente de determinación $R^2 = 0.24$.

Figura No. 23. Índice de área foliar medido a los 110 días de trasplante en función del contenido de nitrógeno foliar (promedio de los 6 muestreos)

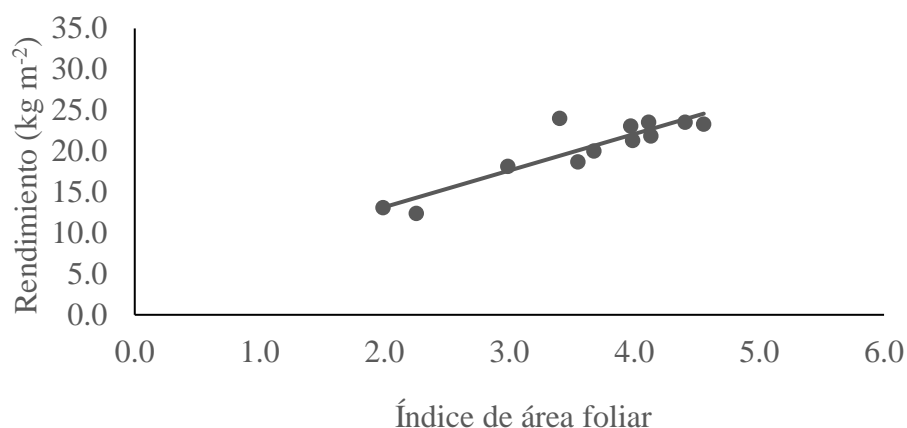


Ecuación de regresión lineal $y_i = 0.0015 x_i - 1.18$ y coeficiente de determinación $R^2 = 0.74$ $p\text{-valor} < 0.001$.

Figura No. 24. Índice de área foliar medido a los 110 días de trasplante en función del contenido de nitrato en savia de pecíolos (promedio de los 6 muestreos)

4.7. RELACIÓN ENTRE EL ÍNDICE DE ÁREA FOLIAR Y EL RENDIMIENTO

El índice de área foliar a los 110 días de trasplantado presentó una correlación lineal de Pearson y una ecuación de regresión lineal significativa con el rendimiento $R = 0.92$ $p\text{-valor} < 0.001$ y $R^2 = 0.84$ $p\text{-valor} < 0.001$, respectivamente (Figura No. 25).



Ecuación de regresión lineal $y_i = 4.46 x_i + 4.24$ y coeficiente de determinación $R^2=0.84$ p-valor<0.001.

Figura No. 25. Rendimiento en función del índice de área foliar medido a los 110 días de trasplante

4.8. COMPARACIÓN DE LOS VALORES OBTENIDOS DE CONCENTRACIÓN DE NITRATO EN SAVIA CON VALORES DE REFERENCIA

Hasta la etapa fenológica de 5 racimos por planta, las concentraciones de nitrato obtenidas por tratamiento fueron similares a los valores de referencia de Hochmuth et al. (2012), pero en las últimas etapas fenológicas los valores obtenidos estuvieron entre 47-70 % por debajo de dichos valores de referencia (Cuadro No. 18).

Cuadro No. 18. Concentración de NO_3^- en savia de pecíolos obtenidos por tratamiento y valores de referencia

Etapa fenológica	Concentración promedio de NO_3^- (mg L ⁻¹)			Hochmuth et al. (2012)
	T1	T2	T3	
2 racimos por planta	4551	4750	4923	4427-5312
4 racimos por planta	4976	4449	4449	3542-4427
5 racimos por planta	4099	5299	5401	3542-4427
7 racimos por planta	1417	1598	1377	
9 racimos por planta	1302	1899	2700	
Maduración del 1 ^{er.} y 2 ^{do.} racimo	952	1425	1651	3099-3984

T1 = sin agregado de nitrógeno, T2 = nitrógeno agregado al 100% de los requerimientos del cultivo, T3 = nitrógeno agregado al 150 % de los requerimientos del cultivo.

Cuadro No. 19. Porcentaje de nitrógeno foliar por tratamiento y niveles de referencia

Etapa fenológica	Nitrógeno foliar (%)					
	T1	T2	T3	Niveles de referencia de Hochmuth et al. (2012)		
				Deficiente	Adecuado	Alto
5 hojas				<3.0	3.0-5.4	>5.4
1 ^{er.} flor	3.8	3.7	3.9	<2.8	2.8-4.0	>4.0
1 ^{er.} racimo	3.4	3.4	3.7	<2.5	2.5-4.0	>4.0
1 ^{er.} fruta madura	2.4	2.4	2.3	<2.0	2.0-3.5	>3.5
Período de cosecha				<2.0	2.0-3.0	>3.0

T1 = sin agregado de nitrógeno, T2 = nitrógeno agregado al 100% de los requerimientos del cultivo, T3 = nitrógeno agregado al 150 % de los requerimientos del cultivo.

5. DISCUSIÓN

5.1. ESTIMACIÓN DEL CONTENIDO DE NITRÓGENO FOLIAR CON ELECTRODO SELECTIVO DE IONES LAQUATWIN Y ANÁLISIS RGB DE FOTOGRAFÍA FOLIAR

El electrodo selectivo de iones LAQUAtwin para nitrato mostró alta precisión con el análisis de laboratorio, resultados que coinciden con los de Gangaiah et al. (2016), Grasso (2018). Se obtuvo una buena relación entre las medidas de la concentración de nitrato en savia de pecíolo sin diluir y el contenido de nitrógeno foliar, resultados que coinciden con los obtenidos por Hartz et al. (1993, 1994a), Peña-Fleitas et al. (2015) y contrastan con los obtenidos por Carson et al. (2016).

La dilución de la concentración de nitrato en savia no provocó mejores correlaciones con el contenido de nitrógeno foliar, dentro del rango de valores analizados. Esto podría ser debido a que el rango de medición de nitrato en savia de pecíolo (720 a 7200 mg L^{-1} de NO_3^-) estuvo dentro del rango de medición del equipo (9 - 9900 mg L^{-1}) y también a la fuente de error que induce la dilución (Parks et al., 2012). Estos resultados no coinciden con lo obtenido por Rosen et al. (1996) quienes reportaron que la dilución de la savia mejora la precisión de los electrodos selectivos.

El rendimiento e índice de área foliar medido a los 110 días después del trasplante, estuvieron explicados por la concentración de nitrato en savia de pecíolos según las siguientes ecuaciones: $y_i = 0.008 x_i - 5.70$ ($R^2=0.89$ p-valor <0.001) y $y_i = 0.0015 x_i - 1.18$ ($R^2=0.74$ p-valor <0.001) para rendimiento y área foliar, respectivamente. Sin embargo, no estuvieron explicados por el contenido de nitrógeno foliar coincidiendo con Locascio et al. (1997). Este resultado posiblemente se deba a que la concentración de nitrato en savia de pecíolos medida con LAQUAtwin sea más sensible frente a los cambios en el aporte de nitrógeno que el contenido de nitrógeno foliar coincidiendo con Prasad y Spires (1985), Peña-Fleitas et al. (2015). Estos resultados no coinciden con los obtenidos por Carson et al. (2016) en el cual obtuvieron baja correlación de la concentración de nitrato en savia con el rendimiento. En ese caso, posiblemente se debió a las interferencias de compuestos orgánicos y de iones inorgánicos en las mediciones con LAQUAtwin, lo que además le provocaron baja correlación con el contenido de nitrógeno foliar. Las ecuaciones de regresión obtenidas permiten estimar el rendimiento e índice de área foliar a los 110 días después del trasplante, en condiciones de ausencia de otras limitantes para el crecimiento del cultivo.

Las principales ventajas que se observaron del electrodo selectivo de iones LAQUAtwin y que coinciden con Hartz et al. (1993, 1994a), Folegatti et al. (2005), Peña-Fleitas et al. (2015) para la medición de NO_3^- en savia, son el buen acuerdo con el análisis foliar ($R=0.72$ p-valor <0.001), la rapidez con que se obtienen las mediciones, el bajo costo de cada medición y la posibilidad de realizar las mediciones in situ. Una importante

limitación que presenta el análisis de nitrato en savia es que no se dispone de rangos de suficiencia para todos los cultivos hortícolas (Thompson et al., 2014). Para poder utilizar el análisis de nitrato en savia en el campo, es necesario disponer de más datos que verifiquen a nivel local y puedan ser contrastados con valores de referencia de otras zonas como los propuestos por Cadahía (2008), Hochmuth et al. (2012). Otro aspecto importante a considerar para utilizar este método es conocer las condiciones que influyen en la medición de la concentración de nitrato en savia de forma que los muestreos y las mediciones se realicen de manera consistente y los resultados puedan ser comparables entre sí y con los estándares o niveles críticos. Según Goffart et al. (2008), Hochmuth et al. (2012) se debe seguir un protocolo de muestreo y medición con el fin de estandarizar los procesos y minimizar los efectos que induzcan a errores. Estos protocolos sugieren recolectar las muestras en las primeras horas de la mañana, previo al riego, utilizar hojas nuevas totalmente desarrolladas, coleccionar un número de hojas entre 15-30, asegurar que el contenido de humedad sea homogéneo y que las plantas no estén sufriendo déficit hídrico. Se sugiere el almacenamiento de las muestras a bajas temperaturas hasta el momento de medición y no demorar en extraer la savia para evitar la pérdida de turgencia de los tejidos. Además, se sugiere realizar la medición con los electrodos inmediatamente luego de extraer la savia ya que la misma se oxida fácilmente con la exposición al oxígeno y a la luz directa. La utilización de fertilizantes amoniacales como la urea también ocasionan diferencia entre la concentración de nitrato en savia y el contenido de nitrógeno foliar, ya que la absorción y asimilación del amonio no es captado por el electrodo selectivo de iones para nitrato (Carson et al., 2016).

El análisis de las fotografías foliares mostró resultados que coinciden con los que obtuvieron Mercado et al. (2010), en los cuales la mayor relación con el contenido de nitrógeno foliar se obtiene con los colores rojo y azul, siendo el color verde el que menos información relevante aporta para estimar el contenido de nitrógeno foliar. Las fórmulas sugeridas en los trabajos de Kawashima y Nakatani (1998) de $(R-A)/(R+A)$ y Lei et al. (2004) de $A/(R+B)$, no tuvieron correlaciones con el nitrógeno foliar superiores a algunos parámetros que integran las fórmulas, como por ejemplo rojo y azul, por lo cual no aportó mejores resultados. No se encontró un resultado concluyente acerca del foliolo que se debería elegir dentro de la hoja. La posición del foliolo a analizar presentó resultados muy variables según el color analizado. En este sentido, por ejemplo, el color rojo del foliolo ubicado en la posición apical presentó mejor correlación con el nivel de nitrógeno foliar en comparación con las posición media y base. Sin embargo, para el color azul del foliolo apical obtuvo menor correlación con el nitrógeno foliar en comparación con el foliolo ubicado en la posición media y base.

El análisis de la fotografía foliar para estimar el contenido de nitrógeno foliar presenta grandes potencialidades para seguir trabajando, como la rapidez, el bajo costo, la facilidad de uso y además es un método no destructivo (Hashim et al. 2013, Bejo y Kamaruddin 2014). El avance de la tecnología, en especial el de los teléfonos móviles con cámaras fotográficas con alta resolución y al alcance de los productores, brindan la

posibilidad de plantearse nuevas metas para el ajuste de esta herramienta, por ejemplo, el desarrollo de aplicaciones como “Mata Daun” empleada por Adhiwibawa et al. (2013), que utilizan bases de datos como las obtenidas en este trabajo para estimar el contenido de nitrógeno foliar al instante con una fotografía. En este sentido, se necesitan más trabajos de investigación para obtener una base de datos formada por cultivares diferentes, con contenidos de nitrógeno foliar en un amplio rango y en distintas condiciones de luminosidad ya que son los principales factores que ocasionan variación en los parámetros que conforman las fotografías (Kawashima y Nakatani 1998, Adhiwibawa et al. 2013).

El análisis foliar es el análisis de referencia utilizado para determinar la concentración de un elemento en las plantas debido a su precisión (Munson y Nelson 1990, Atland 2008, Römheld 2012), sin embargo, presenta algunas limitantes relacionadas a los costos y demora en obtener los resultados (Hartz et al. 1993, 1994a). Las herramientas estudiadas (LAQUAtwin y análisis de fotografía digital) presentaron numerosas ventajas para el diagnóstico rápido de los niveles de nitrógeno en plantas de tomate y podrían ser empleadas como complemento al análisis foliar tradicional dentro de un programa de fertilización. El análisis de fotografía digital es un método más económico que el de los electrodos selectivos de iones LAQUAtwin (considerando que se puede utilizar cámaras fotográficas y/o teléfonos móviles de uso personal al igual que una computadora para extraer los valores RGB), pero, presentó mayor variabilidad en las estimaciones de nitrógeno, por lo que es necesario contar con más trabajos de investigación para lograr mejor precisión. El electrodo selectivo de iones LAQUAtwin tuvo mejor correlación con el contenido de nitrógeno foliar en comparación con el análisis de imagen, además es un método muy rápido que permite obtener resultados in situ y que cuenta con valores de referencias, aunque también requiere la generación de valores críticos locales para los cultivares utilizados.

5.2. EFECTO DE LAS DIFERENTES DOSIS DE NITRÓGENO EN EL CONTENIDO DE NITRÓGENO FOLIAR Y LA CONCENTRACIÓN DE NITRATO EN SAVIA

No hubo efecto significativo de las diferentes dosis de nitrógeno en el contenido de nitrógeno foliar. Posiblemente esto se debió a que el nitrógeno no fue un factor limitante ya que los contenidos de nitrógeno foliar, a pesar de las diferentes dosis aplicadas, permanecieron dentro de los rangos adecuados propuestos por Hochmuth et al. (2012) durante todo el periodo de muestreo (Carson et al., 2016). Se registró una disminución en el tiempo del contenido de nitrógeno foliar, coincidiendo con los resultados de Locascio et al. (1997), Carson et al. (2016) y con los rangos de concentración propuestos por Hochmuth et al. (2012). La disminución en el tiempo de la concentración de nitrógeno foliar se debe a que a medida que las plantas crecen, contienen proporciones crecientes de materiales estructurales y de almacenamiento que contienen poco nitrógeno (Greenwood et al., 1990). Tampoco hubo efecto de las diferentes dosis de nitrógeno en la concentración de nitrato en savia de pecíolos. Locascio et al. (1997) obtuvieron una respuesta alta y positiva en la concentración de nitrato en savia frente a la fertilización con

nitrógeno y posiblemente fue debido a la baja concentración de nitrato en savia (por debajo del rango de suficiencia de Hochmuth et al., 2012) que obtuvieron en el tratamiento sin agregado de nitrógeno. A diferencia de estos autores, en el presente trabajo, el tratamiento sin agregado de nitrógeno no presentó concentraciones inferiores al rango propuesto por Hochmuth et al. (2012).

La concentración de nitrato en savia a los 35 días después de trasplante (DDT), estuvo en el rango de concentración propuesto por Hochmuth et al. (2012) para los tres niveles de nitrógeno. En el segundo muestreo (49 DDT) para el tratamiento sin agregado de nitrógeno la concentración de nitrato en savia fue de 4976 mg L⁻¹ siendo superior al máximo propuesto por Hochmuth et al. (2012) de 4427 mg L⁻¹. En cambio, en los tratamientos de 100 % y 150 % de nitrógeno la concentración de nitrato estuvo en el límite superior propuesto por Hochmuth et al. (2012) de 4427 mg L⁻¹. En el tercer muestreo (63 DDT) el tratamiento sin agregado de nitrógeno estuvo dentro del rango propuesto por Hochmuth et al. (2012) de 3540 a 4427 mg L⁻¹, en cambio los tratamientos de 100 % y 150 % estuvieron por encima del máximo (5299 y 5400 mg L⁻¹ respectivamente). A partir del cuarto muestreo hasta el último muestreo (77 a 103 DDT) se registró una fuerte disminución de la concentración de nitrato en savia en los tres niveles de nitrógeno, coincidiendo con Locascio et al. (1997), Hochmuth et al. (2012), Carson et al. (2016) no brinda rangos de concentración para las etapas fenológicas de 77 y 91 DDT, pero propone una concentración de 3098 a 3984 mg L⁻¹ para la etapa fenológica de 103 DDT, siendo considerablemente superior a la que se obtuvo en este trabajo, en el cual se registró un rango de 952 a 1650 mg L⁻¹ a los 103 DDT. La fuerte diferencia en la concentración de nitrato en savia obtenida en los últimos 3 muestreos con los rangos de suficiencia de Hochmuth et al. (2012), contrasta con el buen acuerdo que se observó del contenido de nitrógeno foliar con los rangos propuestos por Hochmuth et al. (2012).

La variación en el tiempo del contenido de nitrógeno foliar y de la concentración de nitrato en savia de pecíolos que se observó en este trabajo, demuestra los conceptos expresados por Hochmuth et al. (1994), Navarro y Navarro (2003) en el cual no hay un valor fijo de suficiencia o deficiencia, sino que depende de la etapa fenológica en la cual se mida y denota la importancia de conocer las curvas de dilución para interpretar los resultados de los análisis.

No hubo efecto significativo de los diferentes niveles de nitrógeno en el índice de área foliar y en el rendimiento total, resultado que era esperable ya que tampoco hubo efecto significativo de los diferentes niveles de nitrógeno en el contenido de nitrógeno foliar y nitrato en pecíolos. Estos resultados concuerdan con Gardner et al. (1985), Heuvelink y Dorais (2005). En este sentido, el suelo donde se realizó el experimento (Brunosoles Eútricos Típicos Limo Arcillosos), logró aportar la cantidad de nitrógeno que la planta necesitó para cubrir sus necesidades (462 kg ha⁻¹ N en tratamiento testigo), homogeneizando el efecto en el contenido de nitrógeno foliar y concentración de nitrato en savia de las diferentes dosis aplicadas de nitrógeno y tuvo el potencial de aportar los

nutrientes necesarios para llegar a los rendimientos alcanzables de la región (Berrueta et al., 2019). De igual manera, en la dosis más alta de nitrógeno se observó una superioridad cuantitativa de 3 a 4 en IAF y de 4 kg m⁻² en rendimiento. Además, cabe destacar que hubo un efecto de bloque significativo para rendimiento e índice de área foliar, en el cual, la superioridad de la dosis más alta en nitrógeno fue más notoria en los bloques donde el suelo provenía de un cultivo de tomate anterior que en los bloques donde el suelo se encontraba en descanso.

El rendimiento estuvo explicado por el índice de área foliar medido a 110 días del trasplante, verificando la importancia como factor determinante del rendimiento del cultivo (Heuvelink y Dorais 2005, Berrueta et al. 2020). En este sentido, la fuerte correlación que se obtuvo entre el peso fresco de las hojas y el área estimada en el software ImageJ permitió, mediante la ecuación de regresión lineal ($y_i = 0.0016 x_i + 0.236$), conocer indirectamente el índice de área foliar (para la variedad de tomate utilizada en este trabajo) a partir del peso fresco de las hojas, el cual se puede obtener rápidamente con una balanza digital, similares resultados obtuvieron Garcés y Forcelini (2011) para el cultivo de *Glycine max*.

6. CONCLUSIONES

La medición de la concentración de nitrato en savia (sin diluir) de pecíolos de tomate bajo invernáculo con electrodo selectivo de iones LAQUAtwin (marca HORIBA) se mostró prometedora para estimar el contenido de nitrógeno foliar. Para tener mediciones confiables es fundamental seguir un protocolo de muestreo (como el que se utilizó en este trabajo) y las instrucciones de uso del equipo LAQUAtwin que brinda el fabricante. Para su uso en predios comerciales es necesario contar con más trabajos nacionales de investigación con el fin de construir rangos de referencias de concentraciones críticas de nitrato en savia por etapa fenológica.

Se comprobó que la concentración de nitrato en savia es un buen predictor del rendimiento y el índice de área foliar a los 110 días de trasplante en ausencia de otras limitaciones al crecimiento del cultivo, obteniéndose mayor relación que con el contenido de nitrógeno foliar.

El análisis de los canales RGB de la fotografía digital, en especial los valores de los canales rojo y azul se mostraron como herramientas prometedoras para estimar el contenido de nitrógeno foliar. Sin embargo, debido a la variabilidad en los resultados según la posición del foliolo, son necesarios más trabajos de investigación para obtener resultados más consistentes y así pueda implementarse en predios comerciales.

7. RESUMEN

En Uruguay el cultivo de tomate (*Lycopersicon esculentum* Miller) es la segunda hortaliza en volumen de producción con 35235 Mg año⁻¹ (el 80% de la producción en cultivos protegidos), con una superficie de 470 ha y 886 productores, presentando rendimientos que se encuentran por debajo de los alcanzables en la región. Uno de los principales factores que está limitando los rendimientos es la nutrición nitrogenada, gran parte de los productores toma decisiones de cuándo y cuánto fertilizar sin tener información suficiente de los niveles de nitrógeno en la planta, además, los excesos de fertilizantes ocasionan problemas ambientales. El análisis foliar tradicional por su precisión es el análisis de referencia, pero presenta las limitantes de la demora y costos de los resultados para ser usados de forma rutinaria, por lo cual, en el mercado existen una gran variabilidad de medidores rápidos de los niveles de nitrógeno en la planta, que pueden ser usados de forma complementaria al análisis foliar tradicional, pero requieren ser estudiados a nivel local para la validación e interpretación de los resultados. En este marco, se realizó un ensayo en la estación experimental “Wilson Ferreira” (INIA, Canelones, Uruguay) en tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill) variedad Lapataia de tipo indeterminado, con tres tratamientos que correspondieron a 3 niveles de nitrógeno (0, 100 y 150 % de los requerimientos del cultivo). Se evaluó el electrodo selectivo de ion nitrato LAQUAtwin de la compañía HORIBA y el análisis de fotografía digital (RGB) y se correlacionó con el contenido de nitrógeno foliar (% , método Kjeldahl). Los resultados mostraron un buen acuerdo entre la concentración de nitrato en savia sin diluir medida con LAQUAtwin y el contenido de nitrógeno foliar (% , coeficiente de Pearson=0.72, p-valor<0.01), la concentración de nitrato en savia diluida tuvo menor correlación con el contenido de nitrógeno foliar (% , coeficiente de Pearson=0.64, p-valor=0.01). No hubo efecto de las diferentes dosis de nitrógeno en el contenido de nitrógeno foliar (%) y en la concentración de nitrato en savia de pecíolos. La concentración de nitrato en savia fue un buen predictor del rendimiento y el índice de área foliar medido a los 110 días de trasplante, obteniéndose mejores predicciones que con el contenido de nitrógeno foliar (%). Los resultados del análisis de los canales RGB de la fotografía foliar mostraron que los valores de los colores rojo y azul fueron lo que tuvieron mayor correlación con el contenido de nitrógeno foliar (coeficiente de Pearson=0.64, p-valor<0.01 y coeficiente de Spearman=0.66, p-valor<0.01, respectivamente). El color verde no brindó información relevante para estimar el contenido de nitrógeno foliar (coeficiente de Spearman<0.15, p-valor>0.5). Las fórmulas (R-A)/(R+A) y A/(R+B) no tuvieron correlaciones con nitrógeno foliar superiores a algunos parámetros que integran las fórmulas, como por ejemplo rojo y azul, por lo cual no aportó mejores resultados.

Palabras clave: *Lycopersicon esculentum*; Nitrógeno; Análisis foliar; Nitrato; Savia; LAQUAtwin; Fotografía; RGB.

8. SUMMARY

In Uruguay the tomato crop (*Lycopersicon esculentum* Miller) is the second vegetable in production volume with 35235 Mg year⁻¹ (80% of the production in protected crops), with an area of 470 ha and 886 producers, presenting yields that they are below those achievable in the region. One of the main factors that is limiting the yields is nitrogen nutrition, a large part of the producers makes decisions about when and how much to fertilize without having enough information about the nitrogen levels in the plant, in addition, excess fertilizers cause environmental problems. The traditional foliar analysis for it is precision is the reference analysis, but it presents the limitations of the delay and costs of the results to be used routinely, therefore, in the market there is a great variability of fast meters of the levels of Nitrogen in the plant, which can be used as a complement to traditional foliar analysis but needs to be studied locally for the validation and interpretation of the results. Within this framework, a test was carried out at the “Wilson Ferreira” experimental station (INIA, Canelones, Uruguay) on tomato (*Lycopersicon esculentum* Mill) variety Lapataia of indeterminate type, with three treatments that corresponded to 3 nitrogen levels (0, 100 and 150% of the crop requirements). The LAQUAtwin nitrate ion selective electrode from the HORIBA company and the digital photography analysis (RGB) were evaluated and correlated with the foliar nitrogen content (% , Kjeldahl method). The results showed a good agreement between the concentration of nitrate in undiluted sap measured with LAQUAtwin and the content of foliar nitrogen (% , Pearson's coefficient=0.72, p-value<0.01), the concentration of nitrate in diluted sap had lower correlation with foliar nitrogen content (% , Pearson's coefficient=0.64, p-value=0.01). There was no effect of the different nitrogen doses on the foliar nitrogen content (%) and on the nitrate concentration in petiole sap. The concentration of nitrate in sap was a good predictor of the yield and the leaf area index measured at 110 days after transplant, obtaining better predictions than with the leaf nitrogen content (%). The results of the analysis of the RGB channels of the foliar photography showed that the values of the red and blue colors had the highest correlation with the content of foliar nitrogen (Pearson's coefficient=0.64, p-value <0.01 and Spearman's coefficient=0.66, p-value<0.01, respectively). Green color did not provide relevant information to estimate foliar nitrogen content (Spearman's coefficient<0.15, p-value>0.5). The formulas (R-A)/(R+A) and A/(R+B) did not had correlations with foliar nitrogen higher than some parameters that make up the formulas, such as red and blue, for which reason it did not provide better results.

Key words: *Lycopersicon esculentum*; Nitrogen; Foliar analysis; Nitrate; Sap; LAQUAtwin; Photography; RGB.

9. BIBLIOGRAFÍA

1. Abbasi, M. K.; Hina, M.; Khalique, A.; Khan, S. R. 2007. Mineralization of three organic manures used as nitrogen source in a soil incubated under laboratory conditions. *Communications in Soil Science and Plant Analysis*. 38(13-14):1691-1711.
2. Adams, P. 1986. Mineral nutrition. *In*: Atherton J. G.; Rudich J. eds. *The tomato crop: a scientific basis for improvement*. London, Chapman and Hall. pp. 281-324.
3. Adhiwibawa, M. A.; Tanton, C.; Prilianti, K. R.; Prihastyanti, M. N.; Limantara, L.; Brotosudarmo, T. H. 2013. Rapid nitrogen determination of soybean leaves using mobile application. (en línea). *In*: International Conference on Information Technology and Electrical Engineering (2013, Benghazi, Libia). *Proceedings*. Yogyakarta, Indonesia, IEE. pp. 193-196. Consultado 09 jul. 2020. Disponible en <https://ieeexplore.ieee.org/abstract/document/6676237>
4. Aldrich, S. R. 1986. Plant Analysis: problems and Opportunities. *In*: Walsh, L. M.; J. D. Beaton. eds. *Soil Testing and Plant Analysis*. 6th. ed. Madison, SSSAJ. pp. 213-222.
5. Anderson, K. A.; Case, T. E. 1999. Evaluation of plant nitrate extraction techniques and effect on commonly used analytical methods of detection. (en línea). *Communications in Soil Science and Plant Analysis*. 30(9-10):1479-1495. Consultado 10 feb. 2020. Disponible en <https://www.tandfonline.com/doi/abs/10.1080/00103629909370301>
6. Anghinoni, I.; Schilindwein, J.; Nicolodi, M. 2003. Manejo del fósforo en siembra directa en el sur de Brasil: variabilidad de fósforo y muestreo de suelo. (en línea). *In*: Simposio sobre el Fósforo en la Agricultura Argentina (2003, Rosario). *Actas*. Acassuso, Buenos Aires, Argentina, INFOPOS Cono Sur. pp. 20-26. Consultado 15 ene. 2020. Disponible en https://www.researchgate.net/profile/Ibanor_Anghinoni/publication/242472203_Manejo_del_fosforo_en_siembra_directa_en_el_sur_de_Brasil_Variabilidad_de_fosforo_y_muestreo_del_suelo/links/0f317538a1b007aef6000000/Manejo-del-fosforo-en-siembra-directa-en-el-sur-de-Brasil-Variabilidad-de-fosforo-y-muestreo-del-suelo.pdf
7. Atland, J. 2008. Plant nutrition diagnosis. (en línea). Corvallis, OR, Oregon State University. s.p. (PNW Handbooks). Consultado mar. 2020. Disponible en

<https://pnwhandbooks.org/plantdisease/pathogen-articles/nonpathogenic-phenomena/plant-nutrition-diagnosis>

8. Aulakh, M. S.; Malhi, S. S. 2004. Fertilizer Nitrogen Use Efficiency as Influenced by Interactions with Other Nutrients. (en línea). In: Moiser, A. R.; Syers, J. K.; Freney, J. R. eds. Agriculture and the Nitrogen Cycle. Washington, Island Press. pp. 181-192. Consultado 04 may. 2020. Disponible en https://www.researchgate.net/profile/Milkha_Aulakh/publication/292123723_Fertilizer_N_use_efficiency_as_influenced_by_interactions_with_other_nutrients/links/5b71c026a6fdcc87df74456c/Fertilizer-N-use-efficiency-as-influenced-by-interactions-with-other-nutrients.pdf?origin=publication_detail

9. Avila, J. P.; Canul, R. P.; Sansores, A. C. 2002. Análisis del ciclo del nitrógeno en el medio ambiente con relación al agua subterránea y su efecto en los seres vivos. (en línea). Ingeniería. 6(3):73-81. Consultado 15 dic. 2019. Disponible en <https://www.redalyc.org/pdf/467/46760308.pdf>

10. Azcón-Bieto, J.; Fleck, I.; Aranda, X.; Gómez-Casanovas, N. 2008. Fotosíntesis, factores ambientales y cambio climático. In: Azcón-Bieto, J.; Talón, M. eds. Fundamentos de fisiología vegetal. 2ª. ed. Madrid, McGraw-Hill. pp. 247-264.

11. Bacci, L.; De Vincenzi, M.; Rapi, B.; Arca, B.; Benincasa, F. 1998. Two methods for the analysis of colorimetric components applied to plant stress monitoring. (en línea). Computers and Electronics in Agriculture. 19(2):167-186. Consultado 02 ene. 2020. Disponible en <https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0168169997000422>

12. Bachik, N. A.; Hashima, N.; Wayayok, A.; Che Man, H.; Saipin, S. 2017. The determination of nitrogen value at various reading points on rice leaf using RGB imaging. (en línea). Acta Horticulturae. no. 1152:381-386. Consultado 03 mar. 2020. Disponible en https://www.actahort.org/books/1152/1152_51.htm

13. Barbazán, M. 1998. Análisis de plantas y síntomas visuales de deficiencia de nutrientes. Montevideo, Facultad de Agronomía. 27 p.

14. Barraclough, D. 1997. The direct or MIT route for nitrogen immobilization: a 15-N mirror image study with Leucine and Glicine. Soil Biology and Biochemistry. 29(1):101-108.

15. Bakker, E.; Qin, Y. 2006. Electrochemical Sensors. (en línea). Analytical Chemistry. 78(12):3965-3987. Consultado 10 jun. 2020. Disponible en <https://pubs.acs.org/doi/abs/10.1021/ac049580z>
16. Bejo, S. K.; Kamaruddin, S. 2014. Determination of Chokanan mango sweetness (*Mangifera indica*) using non-destructive image processing technique. (en línea). Australian Journal Crop Science. 8(4):475-480. Consultado 15 feb. 2020. Disponible en <https://search.informit.com.au/documentSummary;dn=291913944336826;res=IELHSS>
17. Belec, C.; Villeneuve, S.; Coulombe, J.; Tremblay, N. 2001. Influence of nitrogen fertilization on yield, hollow stem incidence and sap nitrate concentration in broccoli. (en línea). Canadian Journal of Plant Sciences. 81(4):765-772. Consultado ene. 2020. Disponible en <https://www.nrcresearchpress.com/doi/abs/10.4141/P00-108#.XtWsklVKjIU>
18. Berrueta, C.; Borges, A.; Giménez, G.; Dogliotti, S. 2019. On-farm diagnosis for greenhouse tomato in south Uruguay: explaining yield variability and ranking of determining factors. (en línea). European Journal of Agronomy. no. 110:1-12. Consultado 20 feb. 2020. Disponible en <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S1161030118306956>
19. _____; Heuvelink, E.; Giménez, G.; Dogliotti, S. 2020. Estimation of tomato yield gaps for greenhouse in Uruguay. (en línea). Scientia Horticulturae. no. 265:1-10. Consultado 28 jul. 2020. Disponible en <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S0304423820300789>
20. Bevacqua, R. F.; Cardenas, T. R. 2002. Nitrogen Monitoring Techniques for Vegetable Crops. (en línea). New Mexico, State University. 11 p. (Circular no. 579). Consultado 30 jun. 2020. Disponible en <https://aces.nmsu.edu/pubs/circulars/CR579.pdf>
21. Bhandari, N.; Lucas, A. 2018. Review: Techniques Used in Plant Tissue Analysis for Essential Elements on Horticultural Plants and Correlate with Nutrient Requirement. (en línea). North American Academic Research. 1(2):94-113. Consultado 26 may. 2020. Disponible en https://www.researchgate.net/publication/326734339_Review_Techniques_Used_in_Plant_Tissue_Analysis_for_Essential_Elements_on_Horticultural_Plants_and_Correlate_with_Nutrient_Requirement

22. Blackmer, T. M.; Schepers, J. S. 1995. Use of a chlorophyll meter to monitor nitrogen status and schedule fertigation for corn. (en línea). *Journal of Production Agriculture*. 8(1):56-60. Consultado 15 mar. 2020. Disponible en <https://access.onlinelibrary.wiley.com/doi/abs/10.2134/jpa1995.0056>
23. Bonilla, I. 2008. Introducción a la nutrición mineral de las plantas: los elementos minerales. *In*: Azcón-Bieto, J.; Talón, M. eds. *Fundamentos de fisiología vegetal*. 2ª. ed. Madrid, McGraw-Hill. pp. 103-119.
24. Boyer, E. W.; Goodale, C. L.; Jaworski, N. A.; Howarth, R. W. 2002. Anthropogenic nitrogen sources and relationships to riverine nitrogen export in the northeastern USA. (en línea). *Biogeochemistry*. 57(1):137-169. Consultado 02 jun. 2020. Disponible en <https://link.springer.com/article/10.1023/A:1015709302073>
25. Britto, D.; Kronzucker, H. 2002. NH₄⁺ toxicity in higher plants a critical review. (en línea). *Journal of Plant Physiology*. 159(6):567-584. Consultado 17 feb. 2020. Disponible en <https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0176161704702667>
26. Brugiere, N.; Suzuki, A.; Hirel, B. 1997. Ammonium assimilation. *In*: Morot-Gaudry, J. F. ed. *Nitrogen assimilation by plants: physiological, biochemical and molecular aspects*. Enfield, Science Publishers. pp. 71-94.
27. Buajaila, F.; Miles, C. 2019. Petiole sap Nitrate-N quick test for determining nitrogen status of tomato. (en línea). Washington, Department of Horticulture State University. 9 p. (FS319E). Consultado 18 abr. 2020. Disponible en <https://research.libraries.wsu.edu/xmlui/handle/2376/13220>
28. Burns, I. G. 1988. The use of rapid tests for measurement of plant nutrient status. *Analytical Proceedings*. no. 25:122-124.
29. CAAM (Comisión Administradora del Mercado Modelo. Área Producción y Comercialización, UY). 2019. Ficha técnica de calidad de tomate. (en línea). Montevideo. 3 p. Consultado mar. 2020. Disponible en <http://www.mercadomodelo.net/documents/27911/19558b84-add4-4120-a57b-c82080f84da1>
30. Cadahía, C.; Eymar, E.; Lucena, J. J. 2005. Materiales fertilizantes utilizados en fertirrigación. *In*: Cadahia, C. ed. *Fertirrigación: cultivos hortícolas, frutales y ornamentales*. Madrid, Mundi-Prensa. pp. 183-257.

31. _____. 2008. La savia como índice de fertilización: cultivos agroenergéticos, hortícolas, frutales y ornamentales. Madrid, Mundi-Prensa. 256 p.
32. Cárdenas-Navarro, R.; Adamowicz, S.; Robin, P. 1998. Diurnal nitrate uptake in young tomato (*Lycopersicon esculentum* Mill.) plants: test of a feedback-based model. (en línea). *Journal of Experimental Botany*. 49(321):721-730. Consultado 03 jun. 2020. Disponible en <https://academic.oup.com/jxb/article/49/321/721/450357>
33. _____.; Sánchez-Yáñez, J. M.; Farías-Rodríguez, R.; Peña-Cabriales, J. J. 2004. Los aportes de nitrógeno en la agricultura. *Revista Chapingo Serie Horticultura*. 10(2):173-178.
34. Carlson, R. M.; Keeney, D. R. 1971. Specific ion electrodes: techniques and uses in soil, plant, and water analysis. (en línea). In: Walsh, L. M. eds. *Instrumental methods for analysis of soils and plant tissue*. Madison, SSSA. pp. 39-65. Consultado 03 ene. 2020. Disponible en <https://access.onlinelibrary.wiley.com/doi/abs/10.2136/1971.instrumentalmethods.c3>
35. Carson, L.; Ozores-Hampton, M.; Morgan, K. 2016. Correlation of petiole sap nitrate-nitrogen concentration measured by ion selective electrode, leaf tissue nitrogen concentration, and tomato yield in Florida. (en línea). *Journal of Plant Nutrition*. 39(12):1809-1819. Consultado 09 jul. 2020. Disponible en <https://www.tandfonline.com/doi/abs/10.1080/01904167.2016.1187743>
36. Chalar, G. 2006. Dinámica de la eutrofización a diferentes escalas temporales: Embalse Salto Grande (Argentina - Uruguay). (en línea). In: Tundisi, J.; Matsumura, T.; Sidagis, C. eds. *Eutrofização na América do Sul: causas consecuencias e tecnologías de gerenciaento e controle*. São Carlos, Brasil, Instituto Internacional de Ecología. pp. 87-101. Consultado 04 may. 2020. Disponible en http://dedicaciontotal.udelar.edu.uy/adjuntos/produccion/338_academicas_academicaarchivo.pdf
37. _____.; Gerhard, M.; González-Piana; Fabián, D. 2014. Hidroquímica y eutrofización en tres embalses subtropicales en cadena. (en línea). In: Marcovecchio, J. E.; Botté, S. E.; Freije, R. H. eds. *Procesos geoquímicos superficiales en América Latina*. Salamanca, SiFyQA. pp. 185-215. Consultado 03 jun. 2020. Disponible en <https://s3.amazonaws.com/guiase/wp->

content/uploads/sites/171/2016/12/08184155/09_Processos_Geoquimicos.pdf

38. Chamorro, J. 1995. Anatomía y fisiología de la planta. In: Nuez, F. ed. El cultivo de tomate. Madrid, Mundi-Prensa. pp. 45-91.
39. Chapman, H. 1966. Diagnostic criteria for plants and soils. Berkeley, California, University of California Berkeley. 793 p.
40. Ciampitti, I. A.; García, F. O. 2007. Requerimientos nutricionales: absorción y Extracción de macronutrientes y nutrientes secundarios. (en línea). Archivo Agronómico. no. 12:1-4. Consultado 22 feb. 2020. Disponible en [http://lacs.ipni.net/0/0B0EE369040F863003257967004A1A41/\\$FILE/A%2012.pdf](http://lacs.ipni.net/0/0B0EE369040F863003257967004A1A41/$FILE/A%2012.pdf)
41. Codd, G. A.; Morrison, L. F.; Metcalf, J. S. 2005. Cyanobacterial toxins: risk management for health protection. (en línea). Toxicology and Applied Pharmacology. 203(3):264-272. Consultado 07 ene. 2020. Disponible en <https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0041008X04002418>
42. Coltman, R. R. 1987. Yield and sap nitrate responses of fresh market field tomatoes to stimulated fertigation with nitrogen. (en línea). Journal of Plant Nutrition 10(9-16):1677-1704. Consultado 14 ene. 2020. Disponible en <https://www.tandfonline.com/doi/abs/10.1080/01904168709363709>
43. _____; Riede, S. A. 1992. Monitoring the potassium status of greenhouse tomatoes using quick petiole sap test. (en línea). Horticulturae Science. 27(4):358-361. Consultado 17 feb. 2020. Disponible en <https://journals.ashs.org/hortsci/view/journals/hortsci/27/4/article-p361.xml>
44. Conti, M. E. 2005. Toma de muestra de suelos. In: Marbán, L.; Ratto, S. eds. Tecnologías en análisis de suelos: alcance a laboratorios agropecuarios. Buenos Aires, Asociación Argentina de la Ciencia del Suelo. pp. 55-63.
45. Costa, J. M.; Heuvelink, E. 2005. Introduction: the Tomato Crop And Industry. (en línea). In: Heuvelink, E. ed. Tomatoes. Oxford, CABI. pp. 1-20. Consultado 02 feb. 2020. Disponible en <https://www.cabi.org/bookshop/book/9781780641935/>
46. Cramer, M. D.; Lewis, O. A. M. 1993. The influence of nitrate and ammonium nutrition on the growth of wheat (*Triticum aestivum* L.) and maize (*Zea mays*) plants. (en línea). Annals of Botany. 72(4):359-365. Consultado 18

ene. 2020. Disponible en <https://academic.oup.com/aob/article-abstract/72/4/359/2584090>

47. Crews, T. E.; Peoples, M. B. 2004. Legume versus fertilizer sources of nitrogen: Ecological tradeoffs and human needs. (en línea). *Agriculture, Ecosystems and Environment*. 102(3):279-297. Consultado 01 jun. 2020. Disponible en <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S0167880903003402>
48. Cruz, A. L. 2007. Correlación del método Kjeldahl con el método de combustión Dumas automatizado para determinación de proteína en alimentos. (en línea). Tesis Licenciado en Química de Alimentos. Pachuca de Soto, México. Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo. Instituto de Ciencias Básicas e Ingeniería. 105 p. Consultado 10 may. 2020. Disponible en <http://dgsa.uaeh.edu.mx:8080/bibliotecadigital/bitstream/handle/231104/55/Correlacion%20del%20metodo%20KJELDAHL.pdf?sequence=1>
49. De Koning A. N. 1994. Development and dry matter distribution in glasshouse tomato: a quantitative approach. (en línea). Thesis Dr. in Agricultural and Environmental Sciences. Wageningen, The Netherlands. Wageningen University of Agriculture. 240 p. Consultado 05 abr. 2020. Disponible en <https://library.wur.nl/WebQuery/wurpubs/24498>
50. Dexter, B.; Watts, H.; Allen, T. 2014. Nitrogen Mineralization in Soils Amended with Manure as Affected by Environmental Conditions. (en línea). *In*: He, Z.; Zhang, H. eds. *Applied Manure and Nutrient Chemistry for Sustainable Agriculture and Environment*. Dordrecht, Springer. pp. 83-98. Consultado 03 jun. 2020. Disponible en https://link.springer.com/chapter/10.1007/978-94-017-8807-6_5
51. Dobermann, A.; Cassman, K. 2004. Environmental Dimensions of Fertilizer Nitrogen: What Can Be Done to Increase Nitrogen Use Efficiency and Ensure Global Food Security?. *In*: Moiser, A. R.; Syers, J. K.; Freney, J. R. eds. *Agriculture and the Nitrogen Cycle*. Washington, Island Press. pp. 261-278.
52. Doerge, T. E.; Roth, R. L.; Gardner, B. R. 1991. Nitrogen fertilizer management in Arizona. (en línea). Tucson, University of Arizona. 88 p. Consultado 15 may. 2020. Disponible en <https://cals.arizona.edu/crops/soils/nitfertmgt.html>

53. Dogliotti, S.; García, M. C.; Peluffo, S.; Dieste, J. P.; Pedemonte, A. J.; Bacigalupe, G. F.; Scarlato, M.; Alliaume, F.; Alvarez, J.; Chiappe, M.; Rossing, W. A. 2014. Co-innovation of family farm systems: a systems approach to sustainable agriculture (en línea). *Agricultural Systems*. 126 (76-86):1-12. Consultado 12 dic. 2019. Disponible en <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S0308521X13000280>
54. _____.; Colnago, P. 2017. Bases fisiológicas del crecimiento y desarrollo de los principales cultivos hortícolas tomate (*Lycopersicon esculentum*), papa (*Solanum tuberosum*) y cebolla (*Allium cepa*). Montevideo, Facultad de Agronomía. 94 p.
55. Dwyer, L. M.; Tollenaar, M.; Louwing, L. 1991. A nondestructive method to monitor leaf greenness in corn. (en línea). *Canadian Journal Plant Science*. 71(2):505-509. Consultado 15 may. 2020. Disponible en <https://www.nrcresearchpress.com/doi/abs/10.4141/cjps91-070#.XtW0iFVKjIU>
56. Edwin, W.; Kardinaal, A.; Visser, M. 2005. Dynamics of Cyanobacterial Toxins: Sources of variability in microcystin concentrations. (en línea). *In*: Huisman, J.; Matthijs, C.; Visser, P. eds. *Harmful Cyanobacteria*. Dordrecht, Springer. pp. 41-63. Consultado 02 jun. 2020. Disponible en <https://www.springer.com/gp/book/9781402030093>
57. El-Shikha, D. M.; Waller, P.; Hunsaker, D.; Clarke, T.; Barnes, E. 2007. Ground-based remote sensing for assessing water and nitrogen status of broccoli. (en línea). *Agricultural Water Management*. 92(3):183-193. Consultado 05 may. 2020. Disponible en <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S0378377407001436>
58. Enriquez, S. A.; Alcántar, G.; Castellanos, C. R.; Arjona, E.; González, D.; Lazcano, I. 2003. Nutrición mineral acoplada al crecimiento (NUMAC): Nutrición con N para tomate en invernadero: curva de concentración crítica y demanda de nitrógeno. (en línea). *Terra Latinoamericana*. 21(2):177-183. Consultado 28 may. 2020. Disponible en <https://www.redalyc.org/pdf/573/57315595004.pdf>
59. Evans, L. T.; Fischer, R. A.; 1999. Yield potential: its definition, measurement and significance. (en línea). *Crop Science*. 39:1544-1551. Consultado 10 may. 2020. Disponible en

<https://access.onlinelibrary.wiley.com/doi/abs/10.2135/cropsci1999.3961544x>

60. Evans, J. R. 1989. Photosynthesis and nitrogen relationships in leaves of C3 plants. (en línea). *Oecologia*. 78(1):9-19. Consultado 02 ene. 2020. Disponible en <https://link.springer.com/article/10.1007/BF00377192>
61. Fageria, N. K.; Baligar, B. C.; Jones, C. A. 1991. Growth and mineral nutrition of field crops. *New Phytologist*. 138(4):743-750.
62. Farneselli, M.; Benincasa, P.; Tei, F. 2008. Validation of N nutritional status tools for processing tomato. (en línea). *In: International Symposium on Ecologically Sound Fertilization Strategies for Field Vegetable Production (4th, 2010, Beijing). Proceedings. Acta Horticulturae*. no. 852:227-232. Consultado 01 may. 2020. Disponible en https://www.actahort.org/books/852/852_27.htm
63. _____; Tei, F.; Simonne, E. 2014. Reliability of petiole sap test for N nutritional status assessing in processing tomato. (en línea). *Journal of Plant Nutrition*. 37(2):270-278. Consultado 15 may. 2020. Disponible en <https://www.tandfonline.com/doi/abs/10.1080/01904167.2013.859696>
64. Ferraris, G. N. 2003. Muestreo y análisis de suelo: punto de partida hacia un diagnóstico de fertilidad. (en línea). Buenos Aires, INTA. 5 p. Consultado 12 may. 2020. Disponible en <http://portal.acabase.com.ar/suelofertil/Articulos%20de%20Inters/SUELO/Suelo%20-%20Muestreo%20y%20an%C3%A1lisis%20-%20Punto%20de%20partidad%20hacia%20un%20buen%20diagn%C3%B3stico.pdf>
65. Field, C.; Merino, J.; Mooney, H. A.; 1983. Compromises between water-use efficiency and nitrogen-use efficiency in five species of California evergreens. (en línea). *Oecologia*. 60(3):384-389. Consultado 03 mar. 2020. Disponible en <https://link.springer.com/article/10.1007/BF00376856>
66. Finnan, J. M.; Burke, J. I.; Jones, M. B. 1997. A note on a non-destructive method of chlorophyll determination in wheat (*Triticum aestivum* L.). (en línea). *Irish Journal of Agricultural and Food Research*. 36(1):85-89. Consultado 07 ene. 2020. Disponible en <https://www.jstor.org/stable/25562295>

67. Folegatti, M. V.; Blanco, F. F.; Boaretto, R. M.; Boaretto, A. E. 2005. Calibration of cardy-ion meters to measure nutrient concentrations in soil solution and in plant sap. (en línea). *Scientia Agrícola*. 62(1):8-11. Consultado 09 mar. 2020. Disponible en https://www.scielo.br/scielo.php?pid=S0103-90162005000100002&script=sci_arttext
68. Follet, R. H.; Follet, R. F.; Halverson, A. D. 1992. Use a chlorophyll meter to evaluate the nitrogen status of dryland winter wheat. (en línea). *Soil Science Plant Analysis*. 23(7-8):687-697. Consultado 08 feb. 2020. Disponible en <https://www.tandfonline.com/doi/abs/10.1080/00103629209368619>
69. Follet, R. F.; Hatfield, J. L. 2001. Nitrogen in the environment: sources, problems, and management. (en línea). *The Scientific World Journal*. 1:920-926. Consultado 08 feb. 2020. Disponible <https://www.hindawi.com/journals/tswj/2001/640372/>
70. Fontes, P. C.; Pereira, P. R.; Conde, R. M. 1997. Critical chlorophyll, total nitrogen, and nitrate-nitrogen in leaves associated to maximum lettuce yield. (en línea). *Journal Plant Nutrition*. 20(9):1061-1068. Consultado 18 feb. 2020. Disponible en <https://www.tandfonline.com/doi/abs/10.1080/01904169709365318>
71. _____; Ronchi, C. P. 2002. Critical values of nitrogen indices in tomato plants grown in soil and nutrient solution determined by different statistical procedures. (en línea). *Pesquisa Agropecuária Brasileira*. 37(10):1421-1429. Consultado 20 feb. 2020. Disponible en https://www.scielo.br/scielo.php?pid=S0100-204X2002001000010&script=sci_arttext
72. Fox, R. H.; Piekielek, W. P.; MacNeal, K. M. 1994. Using chlorophyll meter to predict nitrogen fertilizer needs of winter wheat. (en línea). *Soil Plant Analysis*. 25:171-181. Consultado 22 may. 2020. Disponible en <https://www.tandfonline.com/doi/abs/10.1080/00103629409369027>
73. _____; _____; MacNeal, K. E. 2001. Comparison of late – season diagnostic tests for predicting nitrogen status of corn. (en línea). *Agronomy Journal*. 93:590-597. Consultado 15 mar. 2020. Disponible en <https://access.onlinelibrary.wiley.com/doi/abs/10.2134/agronj2001.933590x>

74. Galloway, J. N.; Cowling, E. B.; Seitzinger, S. P.; Socolow, R. H. 2002. Reactive nitrogen: too much of a good thing? (en línea). *Ambio*. 31(2):60-63. Consultado 30 jun. 2020. Disponible en <https://www.jstor.org/stable/4315216?seq=1>
75. Gangaiah, C.; Ahmad, A. A.; Nguyen, H. V.; Radovich, T. J. 2016. A correlation of rapid Cardy meter sap test and ICP spectrometry of dry tissue for measuring potassium (K⁺) concentrations in Pak Choi (*Brassica rapa Chinensis* Group). (en línea). *Communications in Soil Science and Plant Analysis*. 47(17):2046-2052. Consultado 30 jul. 2020. Disponible en <https://www.tandfonline.com/doi/abs/10.1080/00103624.2016.1208752>
76. Gárate, A.; Bonilla, I. 2008. Nutrición mineral y producción vegetal. *In*: Azcón-Bieto, J.; Talón, M. eds. *Fundamentos de fisiología vegetal*. 2^a. ed. Madrid, McGraw-Hill. pp. 143-162.
77. Garcés, F.; Forcelini, C. 2011. Peso de hojas como herramienta para estimar el área foliar en soya. (en línea). *Ciencia y Tecnología*. 4(1):13-18. Consultado 09 jul. 2020. Disponible en https://www.researchgate.net/publication/237063985_PESO_DE_HOJAS_COMO_HERRAMIENTA_PARA_ESTIMAR_EL_AREA_FOLIAR_EN_SOYA
78. García, F. O. 1996. El ciclo del nitrógeno en ecosistemas agrícolas. (en línea). Buenos Aires, INTA. 11 p. Consultado 01 jun. 2020. Disponible en <http://www.econoagro.com/images/stories/pdf/agricultura/CicloNitrogeno.pdf>
79. Gardner, F. P.; Brent Pearce, R.; Mitchel, R. L. 1985. Carbon fixation by crop canopies. *In*: Gardner, F. P.; Brent Pearce, R.; Mitchel, R. L. eds. *Physiology of Crop Plants*. Ames, Iowa State University. pp. 31-57.
80. Garrido, S. 1994. Interpretación de análisis de suelo. (en línea). Madrid, MAPA. 40 p. (Hojas divulgadoras no. 5/93). Consultado 15 may. 2020. Disponible en https://www.mapa.gob.es/ministerio/pags/biblioteca/hojas/hd_1993_05.pdf
81. Gilbert, B. E.; Hardin, J. L. 1927. The current mineral nutrient content of the plant solution as a possible means of chemical control of optimum fertilization. (en línea). *Plant Physiology*. 2(2):139-151. Consultado 18 dic. 2019. Disponible en <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC439956/>

82. Giller, K. E.; Chalk, P.; Dobermann, A.; Hammond, L.; Heffer, P.; Ladha, J. K.; Nyamudeza, P.; Maene, L.; Ssali, H.; Freney, J. R. 2004. Emerging technologies to increase the efficiency of use of fertilizer nitrogen. In: Mosier, A.; Syers, J. K.; Freney J. R. eds. Agriculture and the nitrogen cycle. Washington, D. C., USA, Island Press. pp. 35-51.
83. Giner, J. F. 2015. Análisis foliar, interpretación y obtención de las normas DRIS para la viticultura de la comarca Utiel-Requena. Estudio de sus relaciones con los parámetros que caracterizan su aptitud enológica. (en línea). Tesis Dr. en Ciencias Agropecuarias. Orihuela, España. Universidad Miguel Hernández Elche. Escuela Politécnica Superior de Orihuela. 351 p. Consultado 16 mar. 2020. Disponible en <https://dialnet.unirioja.es/servlet/tesis?codigo=64991>
84. Goffart, J. P.; Olivier, M.; Frankinet, M. 2008. Potato crop nitrogen status assessment to improve N fertilization management and efficiency: past–present–future. (en línea). Potato Research. 51(3-4):355-383. Consultado 14 feb. 2020. Disponible en <https://link.springer.com/article/10.1007/s11540-008-9118-x>
85. González-Piana, M.; Fabián, D. L.; Chalar, G. 2011. Toxics blooms of *Microcystis aeruginosa* in three of the Río Negro reservoirs, Uruguay. (en línea). Harmful Algae New. 43:16-17. Consultado 02 jun. 2020. Disponible en https://www.researchgate.net/publication/311263599_Toxics_blooms_of_Microcystis_aeruginosa_in_three_Rio_Negro_reservoirs_Uruguay
86. Gould, W. A. 1983. Tomato: production, Processing, and Quality Evaluation. 2nd. ed. Westport, AVI. 445 p.
87. Granados, M. R.; Thompson, R. B.; Fernández, M. D.; Martínez-Gaitán C.; Gallardo, M. 2013. Prescriptive–corrective nitrogen and irrigation management of fertigated and drip-irrigated vegetable crops using modeling and monitoring approaches. (en línea). Agricultural Water Management. 119:121-134. Consultado 16 may. 2020. Disponible en <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S0378377412003393>
88. Grasso, R. 2018. Evaluación de dos sistemas de análisis rápido para la determinación de la concentración de varios nutrientes en solución nutritiva y en solución de suelo. (en línea). Tesis Máster en Horticultura Mediterránea bajo Invernadero. Almería, España. Universidad de

- Almería. Escuela Superior de Ingeniería. 16 p. Consultado 17 abr. 2020. Disponible en http://repositorio.ual.es/bitstream/handle/10835/7055/TFM_GRASSO%20RODRIGUEZ,%20RAFAEL%20GILLSON.pdf?sequence=1
89. Greenwood, D. J.; Lemaire, G.; Gosse, G.; Cruz, P.; Draycott, A.; Neeteson, J. J. 1990. Decline in percentage N of C3 and C4 crops with increasing plant mass. (en línea). *Annals of Botany*. 66(4):425-436. Consultado 28 jul. 2020. Disponible en <https://academic.oup.com/aob/article-abstract/66/4/425/257815>
90. Gregorio, J.; Lanza, P.; Churión, C.; Gómez, N. 2016. Comparación entre el método Kjeldhal tradicional y el método Dumas automatizado (N cube) para la determinación de proteínas en distintas clases de alimentos. (en línea). *Revista Multidisciplinaria del Consejo de Investigación de la Universidad de Oriente*. 28(2):1-9. Consultado 13 may. 2020. Disponible en <https://www.redalyc.org/jatsRepo/4277/427749623006/427749623006.pdf>
91. Grindlay, D. J. 1997. Towards an explanation of crop nitrogen demand based on the optimization of leaf nitrogen per unit leaf area. (en línea). *Journal of Agricultural Science*. 128(4):377-396. Consultado 20 mar. 2020. Disponible en <https://www.cambridge.org/core/journals/journal-of-agricultural-science/article/review-towards-an-explanation-of-crop-nitrogen-demand-based-on-the-optimization-of-leaf-nitrogen-per-unit-leaf-area/0628DAA8766C1E31410044E169ED93C7>
92. Guimarães, T. G.; Fontes, P. C.; Pereira, P. R.; Alvarez, V. H.; Monnerat, P. H. 1998. Determinação dos teores de nitrogênio na seiva do tomateiro por meio de medidor portátil. (en línea). *Horticultura Brasileira*. 16(2):144-151. Consultado 12 ene. 2020. Disponible en https://www.scielo.br/scielo.php?pid=S0102-05361998000200144&script=sci_arttext
93. Guzmán, M. 2004. Población, agua, suelo y fertilizantes: el fertirriego. (en línea). *In: Guzmán, M.; López, J. eds. Fertirriego: tecnologías y programación en agroplasticultura*. Madrid, Programa CYTED. pp. 5-10. Consultado 16 mar. 2020. Disponible en <http://repositorio.ual.es/handle/10835/3138>
94. Hageman, R. H. 1984. Ammonium versus nitrate nutrition of higher plants. (en línea). *In: Hauck, R. D. ed. Nitrogen in Crop Production*. Madison, SSSA. pp. 67-85. Consultado 17 abr. 2020. Disponible en

<https://access.onlinelibrary.wiley.com/doi/abs/10.2134/1990.nitrogenincropproduction.c4>

95. Hanbury, A.; Serra, J. 2003. Colour Image Analysis in 3D-Polar Coordinates. (en línea). *In: Simposio Pattern Recognition (25th, 2003, Magdeburg, Germany). Proceedings. Heidelberg, Springer-Verlag. pp. 124-131.* Consultado 25 abr. 2020. Disponible en https://link.springer.com/chapter/10.1007/978-3-540-45243-0_17
96. Hartz, T.; Smith, R.; LeStrange, M.; Schulbach, M. 1993. On-farm monitoring of soil and crop nitrogen status by nitrate-selective electrode. (en línea). *Communications in Soil Science and Plant Analysis. 24(19-20):2607-2615.* Consultado 27 abr. 2020. Disponible en <https://www.tandfonline.com/doi/abs/10.1080/00103629309368981>
97. _____.; _____.; _____.; Schulbach, K. F. 1994a. On-farm nitrogen tests improve fertilizer efficiency, protect groundwater. *California Agriculture. 48(4):29-32.*
98. _____. 1994b. A quick test procedure for soil nitrate-nitrogen. (en línea). *Communications in Soil Science and Plant Analysis. 25(5-6):511-515.* <https://www.tandfonline.com/doi/abs/10.1080/00103629409369058>
99. _____.; Hochmuth, G. J. 1996. Fertility Management of Drip-irrigated Vegetables. (en línea). *HortTechnology. 6(3):168-172.* Consultado 16 may. 2020. Disponible en <https://journals.ashs.org/horttech/view/journals/horttech/6/3/article-p168.xml>
100. Hashim, N.; Pflanz, M.; Regen, C.; Janius, R.B.; Rahman, R.; Osman, A.; Shitan, M.; Zude, M. 2013. An approach for monitoring the chilling injury appearance in bananas by means of backscattering imaging. (en línea). *Journal of Food Engineering. 116(1):28-36.* Consultado 09 jul. 2020. Disponible en <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S0260877412005705?via%3Dihub>
101. Havlin, J.; Beaton, J.; Tisdale, S.; Nelson, W. 2005. *Soil Fertility and Fertilizers: an Introduction to Nutrient Management. 7th. ed.* New Jersey, Prentice Hall. 515 p.
102. Hawkesford, M.; Horst, W.; Kichey, T.; Lambers, H.; Schjoerring, J.; Moller, I. S.; White, P. 2012. Functions of macronutrients. (en línea). *In:*

Marschner, P. ed. Mineral nutrition of higher plants. London, Academic Press. pp. 135-189. Consultado 30 may. 2020. Disponible en https://books.google.com.uy/books?hl=es&lr=&id=yqKV3USG41cC&oi=fnd&pg=PP1&dq=Hawkesford,+M.%3B+Horst,+W.%3B+Kichey,+T.%3B+Lambers,+H.%3B+Schjoerring,+J.%3B+Moller,+I.+S.%3B+White,+P.+2012.+Functions+of+macronutrients.+In:+Marschner,+P.+Marschner%27s+mineral+nutrition+of+higher+plants.+London,+Academic+Press.+pp.+135-189&ots=VbbET5wXGi&sig=N4U2X1WWSgWo33EoWr2eBtrWqYE&redir_esc=y#v=onepage&q&f=false

103. Herrera, O. F.; Vargas, O. Y.; Marín, C. P. 2000. La contaminación ambiental por el uso excesivo de fertilizantes nitrogenados en el cultivo del tomate. (en línea). *Scientia Gerundensis*. 24:5-12. Consultado 03 jun. 2020. Disponible en <https://www.raco.cat/index.php/Scientia/article/view/45579>
104. Heuvelink, E.; Buiskool, R. P. 1995. Influence of sink-source interaction on dry matter production in tomato. (en línea). *Annals of Botany*. 75(4):381-389. Consultado 25 abr. 2020. Disponible en <https://academic.oup.com/aob/article-abstract/75/4/381/167034>
105. _____. 1997. Effect of fruit load on dry matter partitioning in tomato. (en línea). *Scientia Horticulturae*. 69(1-2):51-59. Consultado 19 abr. 2020. Disponible en <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S0304423896009934>
106. _____.; Dorais, M. 2005a. Crop Growth and Yield. (en línea). In: Heuvelink, E. ed. *Tomatoes*. Wageningen, CABI. pp. 85-144. Consultado 30 may. 2020. Disponible en <https://www.cabi.org/bookshop/book/9781780641935/>
107. _____. 2005b. Developmental Processes. (en línea). In: Heuvelink, E. ed. *Tomatoes*. Wageningen, CABI. pp. 53-84. Consultado 30 may. 2020. Disponible en <https://www.cabi.org/bookshop/book/9781780641935/>
108. Hochmuth, G. J. 1994. Efficiency Ranges for Nitrate-Nitrogen and Potassium for Vegetable Petiole Sap Quick Tests. (en línea). *HortTechnology*. 4(3):218-222. Consultado 30 may. 2020. Disponible en <https://journals.ashs.org/horttech/view/journals/horttech/4/3/article-p218.xml>

109. _____. 2000. Management of nutrients in vegetable production systems in Florida. Soil and Crop Science Society of Florida. 59:11-13.
110. _____.; Maynard, D.; Vavrina, C.; Hanlon, E.; Simonne, E. 2012. Plant Tissue Analysis and Interpretation for Vegetable Crops in Florida. (en línea). Gainesville, University of Florida. 48 p. (HS964). Consultado 29 may. 2020. Disponible en <https://edis.ifas.ufl.edu/ep081>
111. Hochmuth, R. C.; Simone, E. H.; Davis, L. L.; Laughlin, W. L. 2008. Plant part selection and preliminary sufficiency ranges for sap testing interpretation of whouse. (en línea). Gainesville, University of Florida. 4 p. (HS 1123). Consultado 20 may. 2020. Disponible en <https://journals.flvc.org/edis/article/view/117141>
112. Holden, N. M.; Scholefield, D. 1995. Paper test-strips for rapid determination of nitrate tracer. (en línea). Communications in Soil Science and Plant Analysis. 26(11-12):1885-1894. Consultado 14 feb. 2020. Disponible en <https://www.tandfonline.com/doi/abs/10.1080/00103629509369415>
113. Hubbell, D. H. 1995. Extension of symbiotic biological nitrogen fixation technology in developing countries. (en línea). Fertilizer Research. 42: 231-239. Consultado 02 jun. 2020. Disponible en <https://link.springer.com/article/10.1007/BF00750517>
114. Illarze, M. 2015. Embalses como incubadoras de cianobacterias: efecto de la residencia del agua y de la disponibilidad de nutrientes. (en línea). Tesis Lic. Ciencias Biológicas. Montevideo, Uruguay. Universidad de la República. Facultad de Ciencias. 40 p. Consultado 02 jun. 2020. Disponible en <https://www.colibri.udelar.edu.uy/jspui/bitstream/20.500.12008/8223/1/uy24-17754.pdf>
115. Jackson, R. K. 1980. Avoiding interferences and problems in the determination of nitrate comparison of 2 methods Orion specific ion electrode and the cadmium column. (en línea). Communications in Soil Science Plant Analysis. 1(2):127-134. Consultado 18 may. 2020. Disponible en <https://www.tandfonline.com/doi/abs/10.1080/00103628009367021>
116. Janssen, B. H. 1998. Efficient use of nutrients: an art of balancing. Field Crops Research. 56:197-201.
117. Jansson, S. L.; Persson, J. 1982. Mineralization and immobilization of soil nitrogen. (en línea). In: Stevenson, F. J. ed. Nitrogen in agricultural soils.

Madison, American Society of Agronomy. pp. 229-252. Consultado 06 may. 2020. Disponible en <https://acsess.onlinelibrary.wiley.com/doi/abs/10.2134/agronmonogr22.c6>

118. Jemison, J. M.; Fox, R. H. 1988. A quick test procedure for soil and plant tissue nitrates using test strips and a hand-held reflectometer. (en línea). *Communications in Soil Science Plant Analysis*. 19(14):1569-1582. Consultado 12 may. 2020. Disponible en <https://www.tandfonline.com/doi/abs/10.1080/00103628809368035>
119. Jenkinson, D. S. 2001. The impact of humans on the nitrogen cycle, with focus on temperate agriculture. (en línea). *Plant and Soil*. 228:3-15. Consultado 25 may. 2020. Disponible en <https://link.springer.com/article/10.1023/A:1004870606003>
120. Jia, L.; Chen, X.; Zhang, F.; Buerkert, A.; Romheld, V. 2004. Use of digital camera to assess nitrogen status of winter wheat in the Northern China plain. (en línea). *Journal Plant Nutrition*. 27(3):441-450. Consultado 03 may. 2020. Disponible en <https://www.tandfonline.com/doi/abs/10.1081/PLN-120028872>
121. Jiménez, E. 2010. Modelación matemática del proceso de nitrificación en dos etapas. Desarrollo de metodologías de calibración del modelo para un reactor Sharon y un proceso de fangos activados. (en línea). Tesis Doctoral. Valencia, España. Universitat Politècnica de València. Escuela Técnica Superior de Ingenieros de Caminos, Canales y Puertos. 301 p. Consultado 12 may. 2020. Disponible en <https://riunet.upv.es/handle/10251/8499>
122. Jones, J. B.; Case, V. W. 1990. Sampling, handling, and analyzing plant tissue samples. (en línea). In: Westerman, R. L. ed. *Soil Testing and Plant Analysis*. Madison, SSSA. pp. 389-427. Consultado 16 mar. 2020. Disponible en <https://acsess.onlinelibrary.wiley.com/doi/abs/10.2136/sssabookser3.3ed.c15>
123. _____. 1998. *Plant Nutrition Manual*. Boca Raton, FL, USA, CRC. 149 p.
124. Joya, M. 2001. Evaluación de equipos portátiles de análisis de nutrientes en finca para asistir en la gestión de la fertilización en invernaderos de Almería. Tesis. Ing. Agr. Almería, España. Universidad de Almería. Escuela Politécnica Superior. Ingeniería Técnica Agrícola. 85 p.

125. Kallenbach, R. L. 2000. Field use of an ion-specific electrode to measure the potassium concentration in alfalfa. (en línea). *Crop Science*. 40(3):772-777. Consultado 18 mar. 2020. Disponible en <https://acsess.onlinelibrary.wiley.com/doi/abs/10.2135/cropsci2000.403772x>
126. Kantety, R. V.; van Santen, E.; Woods, F. M.; Wood, C. W. 1996. Chlorophyll meter predicts nitrogen status of tall fescue. (en línea). *Plant Nutrition*. 19(6):881-889. Consultado 23 may. 2020. Disponible en <https://www.tandfonline.com/doi/abs/10.1080/01904169609365168>
127. Kawashima, S.; Nakatani, M. 1998. An algorithm for estimating chlorophyll content in leaves using a video camera. (en línea). *Annals of Botany*. 81(1):49-54. Consultado 27 may. 2020. Disponible en <https://academic.oup.com/aob/article/81/1/49/2587747>
128. Kaya, C.; Higgs, D.; Sakar, E. 2002. Response of two leafy vegetables grown at high salinity to supplementary potassium and phosphorus during different growth stages. (en línea). *Journal Plant Nutrition*. 25(12):2663-2676. Consultado 21 may. 2020. Disponible en <https://www.tandfonline.com/doi/abs/10.1081/PLN-120015530>
129. Krugh, B.; Beckham, L.; Miles, D. 1994. The solid-state chlorophyll meter, a novel instrument for rapidly and accurately determining the chlorophyll concentrations in seedling leaves. *Maize genetics cooperation*. (en línea). *Maize Genetics Cooperation Newsletter*. 68:25-27. Consultado 20 may. 2020. Disponible en <https://eurekamag.com/research/002/528/002528901.php>
130. Kruk, C.; Piccini, C.; Segura, A.; Nogueira, L.; Carballo, C.; Martínez de la Escalera; Calliari, D.; Ferrari, G.; Simoens, M; Cea, J.; Alcántara, I.; Vico, P.; Míguez, D.; Piccini, C. 2015. Herramientas para el monitoreo y sistema de alerta de floraciones de cianobacterias nocivas: Río Uruguay y Río de la Plata. (en línea). *Revista del LATU*. no. 10:23-39. Consultado 02 jun. 2020. Disponible en <https://ojs.latu.org.uy/index.php/INNOTECH/article/view/311>
131. Lemaire, G.; Gastal, F. 1997. N uptake and distribution in plant canopies. (en línea). *In*: Lemaire, G. ed. *Diagnosis of the nitrogen status in crops*. Berlin, Springer-Verlag. pp. 3-44. Consultado 16 may. 2020. Disponible en https://link.springer.com/chapter/10.1007/978-3-642-60684-7_1

132. Li, Q. Z.; Zhang, M.; Wang, M. H. 2000. Real-time apple color grading based on genetic neural network. *Journal of Image and Graphics*. 5:779-784.
133. Lindhout, P. 2005. Genetics and Breeding. (en línea). In: Heuvelink, E. ed. *Tomatoes*. Wageningen, CABI. pp. 21-52. Consultado 02 feb. 2020. Disponible en <https://www.cabi.org/bookshop/book/9781780641935/>
134. Liu, Y. J.; Tong, Y. P.; Zhu, Y. G.; Ding, H.; Smith, E. A. 2006. Leaf chlorophyll readings as an indicator for spinach yield and nutritional quality with different nitrogen fertilizer applications. (en línea). *Journal Plant Nutrition*. 29(7):1207-1217. Consultado 28 may. 2020. Disponible en <https://www.tandfonline.com/doi/abs/10.1080/01904160600767401>
135. Llanderal, A.; García-Caparrós, P.; Contreras, J. I.; Segura, M. L.; Lao, M. T. 2018. Evaluation of the Nutrients Variability in Sap of Different Petiole Samples in Tomato (en línea). *Plant Soil Science and Plant Analysis*. 49(6):745-750. Consultado 23 mar. 2020. Disponible en <https://www.tandfonline.com/doi/abs/10.1080/00103624.2018.1435797>
136. Locascio, S. J.; Hochmuth, G. J.; Rhoads, F. M.; Olson, S. M.; Smajajstra, A.G.; Hanlon, A. 1997. Nitrogen and Potassium Application Scheduling Effects on Drip-irrigated Tomato Yield and Leaf Tissue Analysis. (en línea). *HortScience*. 32(2):230-235. Consultado 28 may. 2020. Disponible en <https://journals.ashs.org/hortsci/view/journals/hortsci/32/2/article-p230.xml>
137. Loqué, D.; Wirén, N. 2004. Regulatory levels for the transport of ammonium in plant Roots. (en línea). *Journal of Experimental Botany*. 55(401):1293-1305. Consultado 27 may. 2020. Disponible en <https://academic.oup.com/jxb/article/55/401/1293/478982>
138. Lovenstein, H.; Latinga, E. A.; Rabbinge, R.; Van Keulen, H. 1993. Principles of theoretical production ecology. Wageningen, Wageningen University. 117 p.
139. Lucena, J. J. 1997. Methods of diagnosis of mineral nutrition of plants a critical review. (en línea). *Acta Horticulture*. no. 448:179-192. Consultado 30 may. 2020. Disponible en https://www.ishs.org/ishs-article/448_28
140. McKean, J. S. 1993. Manual de análisis de suelos y de tejido vegetal: una guía teórica y práctica de metodologías. (en línea). Cali, CO, Centro Internacional de Agricultura Tropical. 97 p. (Documento de trabajo no. 129). Consultado 18 may. 2020. Disponible en <http://ciat->

[library.ciat.cgiar.org/Articulos_Ciat/Digital/S593.M2_Manual_de_an%C3%A1lisis de suelos y tejido vegetal Una gu%C3%ADa te%C3%B3rica y pr%C3%A1ctica de metodologia.pdf](http://library.ciat.cgiar.org/Articulos_Ciat/Digital/S593.M2_Manual_de_an%C3%A1lisis_de_suelos_y_tejido_vegetal_Una_gu%C3%ADa_t%C3%B3rica_y_pr%C3%A1ctica_de_metodologia.pdf)

141. McNeill, A.; Unkovich, M. 2007. The nitrogen cycle in terrestrial ecosystems. (en línea). *In*: Marschneç, P.; Rengel, Z. eds. Nutrient cycling in terrestrial ecosystems. Berlin, Springer. pp. 37-64. Consultado 15 may. 2020. Disponible en https://link.springer.com/chapter/10.1007/978-3-540-68027-7_2
142. Maldonado, J. 2008. Asimilación del nitrógeno y del azufre. *In*: Azcón-Bieto, J.; Talón, M. Fundamentos de fisiología vegetal. 2ª. ed. Madrid, McGraw-Hill. pp. 287-301.
143. Marcelis, L. F. 1996. Sink strength as a determinant of dry matter partitioning in the whole plant. (en línea). *Journal of Experimental Botany*. 47:1281-1291. Consultado 04 may. 2020. Disponible en <https://www.jstor.org/stable/23695328?seq=1>
144. Martínez, M.; Arló, L.; Bossi, J.; Morales, H. 2000. Primeros resultados hidrogeoquímicos de la concentración de elementos mayores y nitrato en aguas superficiales y profundas del Sur y Suroeste de Uruguay. (en línea). *Agrociencia (Uruguay)*. 4(1):76-86. Consultado 03 jun. 2020. Disponible en <http://164.73.52.4/~agrociencia/index.php/directorio/article/view/588/493>
145. Martínez, P.; Salinas, L.; Corradini, F. 2017. Nutrición y fertilidad en tomate al aire libre. (en línea). *In*: Torres, A. ed. Manual de cultivo del tomate al aire libre. Santiago, Chile, INIA La Cruz. pp. 19-27. Consultado 24 may. 2020. Disponible en <https://www.inia.cl/wp-content/uploads/ManualesdeProduccion/11%20Manual%20Tomate%20Aire%20Libre.pdf>
146. Mensinga, T.; Speijers, G.; Meulenbelt, J. 2003. Health implication of exposure to environmental nitrogenous compounds. *Toxicol Review*. 22(1):41-51.
147. Mercado, A.; Rico, E.; Lara, A.; Soto, G.; Ocampo, R.; Guevara, R.; Herrera, G.; Torres, I. 2010. Nitrogen determination on tomato (*Lycopersicon esculentun* Mill.) seedlins by color image analysis (RGB). (en línea). *African Journal of Biotechnology*. 9(33):5326-5332. Consultado 17 may. 2020. Disponible en <https://www.ajol.info/index.php/ajb/article/view/92074>

148. MGAP. DIEA; MGAP. DIGEGRA (Ministerio de Ganadería Agricultura y Pesca. Dirección de Investigaciones Estadísticas Agropecuarias, UY; Ministerio de Ganadería Agricultura y Pesca. Dirección General de la Granja, UY). 2015. Encuesta hortícola 2014: zonas Sur y litoral Norte. (en línea). Montevideo. 20 p. Consultado 30 mar. 2020. Disponible en <https://www.gub.uy/ministerio-ganaderia-agricultura-pesca/datos-y-estadisticas/estadisticas/encuestas-hortícolas-2014-zonas-sur-litoral-norte>.
149. _____. DGRN (Ministerio de Ganadería Agricultura y Pesca. Dirección General de Recursos Naturales, UY). 2020. Carta de suelos escala 1:40.000. (en línea). Montevideo. s.p. Consultado 30 jul. 2020. Disponible en <http://dgrn.mgap.gub.uy/js/visores/cartasuelos/>
150. Milham, P. J.; Awad, A. S.; Paull, R. E.; Bull, J. H. 1970. Analysis of plants, soils and waters for nitrate by using an ion-selective electrode. (en línea). Analyst. 95(1133):751-757. Consultado 19 may. 2020. Disponible en <https://pubs.rsc.org/en/content/articlelanding/1970/an/an9709500751/una-uth>
151. Millard, P. 1988. The accumulation and storage of nitrogen by herbaceous plants. (en línea). Plant Cell Environment. 11:1-8. Consultado 25 may. 2020. Disponible en <https://onlinelibrary.wiley.com/doi/abs/10.1111/j.1365-3040.1988.tb01769.x>
152. Minotti, P. L.; Stankey, D. L. 1973. Diurnal variation in the nitrate concentration of beets. HortScience. 8(1):33-34.
153. Molina, E. 2007. Análisis de suelos y su interpretación. (en línea). San José, Costa Rica, Amino Grow Internacional. 8 p. Consultado 25 may. 2020. Disponible en <http://www.infoagro.go.cr/Inforegiones/RegionCentralOriental/Documentos/Suelos/SUELOS-AMINOGROWanalisisinterpretacion.pdf>
154. Monsalve, O. I.; Gutiérrez, J. S.; Cardona, W. A. 2017. Factores que intervienen en el proceso de mineralización de nitrógeno cuando son aplicadas enmiendas orgánicas al suelo: una revisión. Revista Colombiana de Ciencias Hortícolas. 11(1):200-209.
155. Mosier, A. R. 2001. Exchange of gaseous nitrogen compounds between agricultural systems and the atmosphere. (en línea). Plant and Soil. 228:17-27. Consultado 17 may. 2020. Disponible en <https://link.springer.com/article/10.1023/A:1004821205442>

156. Mozafar, A. 1996. Decreasing the NO₃ and increasing the vitamin C contents in spinach by a nitrogen deprivation method. (en línea). *Plant Foods for Human Nutrition*. 49(2):155-162. Consultado 19 may. 2020. Disponible en <https://link.springer.com/article/10.1007/BF01091973>
157. Munson, R. D.; Nelson, W. L. 1990. Principles and practices in plant analysis. (en línea). *In*: Westerman, R. L. ed. *Soil Testing and Plant Analysis*. Madison, Soil Science Society of America. pp. 359-387. Consultado 12 may. 2020. Disponible en <https://acsess.onlinelibrary.wiley.com/doi/abs/10.2136/sssabookser3.3ed.c14>
158. Murdock, L.; Jones, S.; Bowley, C.; Needham, P.; James, J.; Howe, P. 1997. Using a chlorophyll meter to make nitrogen recommendations on wheat. (en línea). Lexington, University of Kentucky. 3 p. (Agr-170). Consultado 22 may. 2020. Disponible en <http://www2.ca.uky.edu/agcomm/pubs/agr/agr170/agr170.pdf>
159. MVOTMA. DINAMA. (Ministerio de Vivienda Ordenamiento territorial y Medio Ambiente. Dirección Nacional de Medio Ambiente). 2015. Evolución de la calidad en la cuenca del Santa Lucía: 10 años de información. (en línea). Montevideo. 132 p. Consultado 22 may. 2020. Disponible en https://www.gub.uy/ministerio-vivienda-ordenamiento-territorial/sites/ministerio-vivienda-ordenamiento-territorial-medio-ambiente/files/documentos/publicaciones/Documento_Adjunto_2_2.pdf
160. Navarro, S.; Navarro, G. 2003. Química agrícola: el suelo y los elementos químicos esenciales para la vida vegetal. (en línea). 2^a. ed. Madrid, Mundi-Prensa. 438 p. Consultado 10 jun. 2020. Disponible en <http://itscv.edu.ec/wp-content/uploads/2018/10/QUIMICA-AGRICOLA.pdf>
161. Olsen, J. K.; Lyons, D. J. 1994. Petiole sap nitrate is better than total nitrogen in dried leaf for indicating nitrogen status and yield responsiveness. (en línea). *Australian Journal. Experimental Agriculture*. 34:835-843. Consultado 25 may. 2020. Disponible en <https://www.publish.csiro.au/an/EA9940835>
162. Ortiz, L. 2009. Contaminación del agua por nitratos: significación sanitaria. (en línea). *Revista Archivo Médico de Camagüey*. 13(2):1-9. Consultado 04 jun. 2020. Disponible en

http://scielo.sld.cu/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1025-02552009000200017

163. Owen, A. G.; Jones, D. L. 2001. Competition for amino acids between wheat roots and rhizosphere microorganisms and the role of amino acids in plant N acquisition. (en línea). *Soil Biology and Biochemistry*. 33(4):651-657. Consultado 19 may. 2020. Disponible en <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S0038071700002091>
164. Paerl, H.; Otten, T. G. 2013. Harmful cyanobacterial blooms: causes, consequences, and controls. (en línea). *Microbial Ecology*. 65(4):995-1010. Consultado 12 mar. 2020. Disponible en <https://link.springer.com/article/10.1007/S00248-012-0159-Y>
165. Pagola, M.; Ortiza, R.; Irigoyenb, I.; Bustincea, H.; Barrenecheaa, E.; Aparicio-Tejo, P.; Lamsfusd, C.; Lasad, B. 2009. New method to assess barley nitrogen nutrition status based on image colour analysis: comparison with SPAD-502. (en línea). *Computers and Electronics in Agriculture*. 65(2):213-218. Consultado 18 may. 2020. Disponible en <https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0168169908002196>
166. Parks, S. E.; Irving, D. E.; Milham, P. J. 2012. A critical evaluation of on-farm rapid tests for measuring nitrate in leafy vegetables (en línea). *Scientia Horticulturae*. no. 134:1-6. Consultado 29 may. 2020. Disponible en <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S0304423811005413>
167. _____; Milham, P. J. 2015. The value of on-farm rapid tests for measuring nitrate in leafy vegetables and in hydroponic solutions. (en línea). *Acta Horticulturae*. no. 1176:73-78. Consultado 29 may. 2020. Disponible en https://www.actahort.org/books/1176/1176_10.htm
168. Peet, M. 2005. Irrigation and Fertilization. (en línea). In: Heuvelink, E. ed. *Tomatoes*. Wageningen, CABI. pp. 171-196. Consultado 02 feb. 2020. Disponible en <https://www.cabi.org/bookshop/book/9781780641935/>
169. Peltonen, J.; Virtanen, A.; Haggrén, E. 1995. Using a chlorophyll meter to optimize nitrogen fertilizer application for intensively-managed small-grain cereals. (en línea). *Journal Agronomy and Crop Science*. 174(5):309-318. Consultado 29 may. 2020. Disponible en https://www.researchgate.net/publication/229658408_Using_a_Chloroph

[yll Meter to Optimize Nitrogen Fertilizer Application for Intensively-Managed Small-Grain Cereals](#)

170. Peña-Fleitas, M. T.; Gallardo, M.; Thompson, R. B.; Farneselli, M.; Padilla, F. M. 2015. Assessing crop N status of fertigated vegetable crops using plant and soil monitoring techniques. (en línea). *Annals of Applied Biology*. 167(3):387-405. Consultado 30 may. 2020. Disponible en <https://onlinelibrary.wiley.com/doi/full/10.1111/aab.12235>
171. Perdomo, C. H.; Casanova, O. N.; Ciganda, V. S. 2001. Contaminación de aguas subterráneas con nitratos y coliformes en el litoral sudoeste del Uruguay. (en línea). *Agrociencia (Uruguay)*. 5(1):10-22. Consultado 03 jun. 2020. Disponible en <http://164.73.52.4/~agrociencia/index.php/directorio/article/view/565/473>
172. Picken, A. J.; Stewart, K.; Klapwijk, D. 1986. Germination and vegetative Development. (en línea). In: Atherton J. G.; Rudich J. eds. *The tomato crop: a scientific basis for improvement*. London, Chapman and Hall. pp. 111-157. Consultado 28 may. 2020. Disponible en <https://onlinelibrary.wiley.com/doi/abs/10.1111/j.1439-037X.1995.tb01118.x>
173. Piekielek, W. P.; Fox, R. H. 1992. Use of a chlorophyll meter to predict sidedress nitrogen requirements for maize. (en línea). *Agronomy Journal*. 84(1):59-65. Consultado 27 may. 2020. Disponible en <https://acsess.onlinelibrary.wiley.com/doi/abs/10.2134/agronj1992.00021962008400010013x>
174. _____.; _____.; Toth, J. D.; Macneal, K. E. 1995. Use of a chlorophyll meter at the early dent stage of corn to evaluate nitrogen sufficiency. (en línea). *Agronomy Journal*. 87:403-408. Consultado 27 may. 2020. Disponible en <https://acsess.onlinelibrary.wiley.com/doi/abs/10.2134/agronj1995.00021962008700030003x>
175. Pérez, M.; Gonzalez-Sapienza, G.; Sienna, D.; Ferrari, G.; Last, M.; Last, J. A.; Brena, B. M. 2013. Limited analytical capacity for cyanotoxins in developing countries may hide serious environmental health problems: Simple and affordable methods may be the answer. (en línea). *Journal of Environmental Management*. 114:63-71. Consultado 19 may. 2020. Disponible en <https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0301479712005646>

176. Prasad, M.; Spiers, T. M. 1984. Evaluation of a rapid method for plant sap nitrate analysis. (en línea). *Communications in Soil Science Plant Analysis*. 15 (6):673-679. Consultado 29 may. 2020. Disponible en <https://www.tandfonline.com/doi/abs/10.1080/00103628409367507>
177. _____; _____. 1985. A rapid nitrate test for outdoor tomatoes. (en línea). *Scientia Horticulturae*. 25(3):211-215. Consultado 28 mar. 2020. Disponible en <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/0304423885901177>
178. Prèvel, P. M.; Gagnard, J.; Gautier, P. 1987. The purpose of plant analysis. *In*: Prevel, P. M.; Gagnard, J.; Gautier, P. eds. *Plant analysis as a guide to the nutrient requirements of temperate and tropical crops*. Paris, Lavoisier. pp.116-123.
179. Puritch, G. S.; Barker, A. V. 1967. Structure and function of tomato leaf chloroplasts during ammonium toxicity. (en línea). *Plant Physiology*. 42: 1229-1238. Consultado 28 mar. 2020. Disponible en <http://www.plantphysiol.org/content/42/9/1229.short>
180. Ramos, C.; Alcántar, G.; Galvis, A.; Peña, A.; Martínez, A. 2002. Eficiencia de uso del nitrógeno en tomate de cáscara en fertirriego. (en línea). *Terra Latinoamericana*. 20(4):465-469. Consultado 30 may. 2020. Disponible en <https://www.redalyc.org/pdf/573/57320411.pdf>
181. Raun, W. R.; Johnson, G. V. 1999. Improving nitrogen use efficiency for cereal production. (en línea). *Agronomy Journal*. 91:357-363. Consultado 02 jun. 2020. Disponible en <https://access.onlinelibrary.wiley.com/doi/abs/10.2134/agronj1999.00021962009100030001x>
182. Rechcigl, E. J. 1995. Soil amendments and environmental quality. *In*: Rechcigl, E. J. ed. *Agricultural and Environmental Series*. Boca Ratón, Lewis Publishers. pp. 1-64.
183. Recous, S.; Machet, J.; Mary, B. 1988. The fate of ¹⁵N urea and ammonium nitrate applied to a winter wheat crop: II. Plant uptake and N efficiency. (en línea). *Plant and Soil*. 112(2):215-224. Consultado 28 may. 2020. Disponible en <https://link.springer.com/article/10.1007/BF02139998>
184. Reeves, W. D.; Mask, P. L.; Wood, C. W.; Delay, D. P. 1993. Determination of wheat nitrogen status with a handheld chlorophyll meter. Influence of management practices. (en línea). *Journal Plant Nutrition*. 16(5):7781-

7796. Consultado 27 may. 2020. Disponible en <https://www.tandfonline.com/doi/abs/10.1080/01904169309364574>

185. Reynolds, C. 2006. Phytoplankton ecology and aquatic ecosystems: mechanisms and management. *In*: Reynolds, C. ed. Ecology of phytoplankton. New York, Cambridge University. pp. 387-435.
186. Rincón, L. E.; Gutiérrez, F. A. 2012. Dinámica del ciclo del nitrógeno y fósforo en suelos. (en línea). Revista Colombiana de Biotecnología. 14(1):285-295. Consultado 27 may. 2020. Disponible en <https://www.redalyc.org/pdf/776/77624081026.pdf>
187. Ringuélet, A.; Bachmeier, O. A. 2002. Kinetics of soil nitrogen mineralization from undisturbed and disturbed soil. (en línea). Communications in Soil Science and Plant Analysis. 33(19-20):3703-3721. Consultado 03 jun. 2020. Disponible en <https://www.tandfonline.com/doi/full/10.1081/CSS-120015916?scroll=top&needAccess=true>
188. Robinson, J. B. 2005. Critical Plant Tissue Values and Application of Nutritional Standards for Practical Use in Vineyards. *In*: Symposium Soil Environment and Vine Mineral Nutrition (1st., 2005, San Diego). Proceedings. Davis, California, American Society for Enology and Viticulture. pp. 61-68.
189. Rodrigo, M. C.; Ginestar, M.; Ramos, C. 2007. Evaluation of rapid methods for nitrate plant sap analysis of globe artichoke grown in sand culture. (en línea). Acta Horticulturae. no. 697:393-397. Consultado 19 may. 2020. Disponible en https://www.actahort.org/books/697/697_50.htm
190. Rodríguez, C.; Sevillano, F.; Subramaniam, P. 1985. La fijación de nitrógeno atmosférico: una biotecnología en la producción agraria. (en línea). Salamanca, Centro de Edafología y Biología Aplicada (CSIC). 69 p. Consultado 04 jun. 2020. Disponible en <https://digital.csic.es/bitstream/10261/24139/1/TEMASMONOGRAFICS016.pdf>
191. Römheld, V. 2012. Diagnosis of deficiency and toxicity of nutrients. (en línea). *In*: Marschners, P. ed. Marschner's Mineral Nutrition of Higher Plants. London, Academic Press. pp. 299-312. Consultado 12 may. 2020. Disponible en <https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/B978012384905200011X>

192. Rosen, C. J.; Errebhi, M.; Wangw. 1996. Testing petiole sap for nitrate and potassium: A comparison of several analytical procedures. (en línea). HortScience. 31(7):1173-1176. Consultado 19 may. 2020. Disponible en <https://journals.ashs.org/hortsci/view/journals/hortsci/31/7/article-p1173.xml>
193. Rostami, M.; Koochecki, A. R.; Mahallati, M. N.; Kafi, M. 2008. Evaluation of chlorophyll meter (SPAD) data for prediction of nitrogen status in corn (*Zea mays* L.). (en línea). American Eurasian Journal Agriculture Environmental Science. 3(1):79-85. Consultado 22 may. 2020. Disponible en https://www.researchgate.net/profile/Majid_Rostami4/publication/281373513_Evaluation_of_chlorophyll_meter_SPAD_data_for_prediction_of_nitrogen_status_in_corn_Zea_mays_L/links/55e44f7a08aeb1a7cca1936/Evaluation-of-chlorophyll-meter-SPAD-data-for-prediction-of-nitrogen-status-in-corn-Zea-mays-L.pdf
194. Roy, A. H.; Hammond, L. L. 2004. Challenges and opportunities for the fertilizer industry. In: Mosier, A. R.; Syers, J. K.; Freney, J. R. eds. Agriculture and the Nitrogen Cycle: assessing the impacts of fertilizer use on food production and the environment. Washington, Island Press. pp. 233-243.
195. Sah, R. N. 1994. Nitrate-nitrogen determination a critical-review. Communications in Soil Science and Plant Analysis. 25(17-18):2841-2869.
196. _____.; Dris, R.; Singh, B. 2003. Mineral nutrition of tomato. (en línea). Food, Agriculture and Environment. 1(2):176-183. Consultado 26 may. 2020. Disponible en https://www.researchgate.net/profile/Upendra_Sainju/publication/228960277_Mineral_nutrition_of_tomato/links/09e41512412ac2031e000000.pdf
197. Sainz, R. H.; Echeverría H. E. 1998. Relación entre las lecturas del medidor de clorofila (Minolta SPAD 502) en distintos estadios del ciclo del cultivo de maíz y el rendimiento en grano. (en línea). Revista Facultad de Agronomía La Plata. 103(1):37-44. Consultado 30 mar. 2020. Disponible en <http://sedici.unlp.edu.ar/handle/10915/15628>
198. Santamaria, P. 2006. Nitrate in vegetables: toxicity, content, intake and EC regulation. (en línea). Journal of the Science of Food and Agriculture. 86:10-17. Consultado 02 jun. 2020. Disponible en <https://onlinelibrary.wiley.com/doi/abs/10.1002/jsfa.2351>

199. Scaife, A.; Stevens, K. L. 1983. Monitoring sap nitrate in vegetable crops: comparison of test strips with electrode methods, and effects of time of day and leaf position. (en línea). *Communications in Soil Science and Plant Analysis*. 14(9):761-771. Consultado 14 may. 2020. Disponible en <https://www.tandfonline.com/doi/abs/10.1080/00103628309367406>
200. Schaefer, N. L. 1986. Evaluation of a hand held reflectometer for rapid quantitative determination of nitrate. (en línea). *Communications in Soil Science and Plant Analysis*. 17(9):937-951. Consultado 25 mar. 2020. Disponible en <https://www.tandfonline.com/doi/abs/10.1080/00103628609367764>
201. Schepers, J. S.; Francis, D. D.; Vigil, M.; Bellow, F. E. 1992. Comparison of corn leaf nitrogen concentration and chlorophyll meter readings. (en línea). *Communications in Soil Science and Plant Analysis*. 23(17-20):2173-2187. Consultado 18 mar. 2020. Disponible en <https://www.tandfonline.com/doi/abs/10.1080/00103629209368733>
202. Schmidhalter, U. 2005. Development of a quick on-farm test to determine nitrate levels in soil. (en línea). *Journal of Plant Nutrition and Soil Science*. 168(4):432-438. Consultado 26 may. 2020. Disponible en <https://onlinelibrary.wiley.com/doi/abs/10.1002/jpln.200520521>
203. Sexton, P.; Carrol, J. 2002. Comparison of SPAD chlorophyll meter readings vs. petiole nitrate concentration in sugarbeet. (en línea). *Journal Plant Nutrition*. 25(9):1975-1986. Consultado 28 may. 2020. Disponible en <https://www.tandfonline.com/doi/abs/10.1081/PLN-120013288>
204. Sienra, D.; Ferrari, G. 2006. Monitoreo de cianobacterias en la costa de Montevideo (Uruguay). (en línea). *In*: Menafrá, R.; Rodríguez-Gallego, L.; Scarabino, F.; Conde, D. eds. *Bases para la conservación y el manejo de la costa uruguaya*. Montevideo, Vida Silvestre Uruguay. pp. 403-420. Consultado 02 jun. 2020. Disponible en https://es.slideshare.net/vsuy/vsuy-bases-para-la-conservacin-y-el-manejo-de-la-costa-uruguay2006?from_action=save
205. Sims, J. T. 2000. Soil fertility evaluation. *In*: Sumner, M. E. ed. *Handbook of Soil Science*. Boca Ratón, FL, CRC. pp.113-153.
206. Skoog, D. A.; West, D. M.; Holler, F. J.; Crouch, S. R. 2015. Aplicaciones de las valoraciones de la neutralización. *In*: Skoog, D. A.; West, D. M.;

Holler, F. J.; Crouch, S. R. eds. Fundamentos de química analítica. Mexico, CENGAGE Learning. pp. 381-394.

207. Smith, D. L. 1987. Plant sap analysis as a monitoring technique for tomatoes in rockwool. (en línea). *Acta Horticulturae*. no. 221:403-411. Consultado 25 may. 2020. Disponible en https://www.actahort.org/books/221/221_45.htm
208. Smith, J. H.; Silvertooth, J. C.; Norton, E. R. 1998. Comparison of the Two Methods for the Analysis of Petiole Nitrate Nitrogen Concentration in Irrigated Cotton. (en línea). *In*: McGinley, S. ed. College of Agriculture: 1998 Arizona Agricultural Experiment Station Research Report. Tucson, Arizona, University of Arizona. pp. 476-479. Consultado 30 may. 2020. Disponible en <https://repository.arizona.edu/handle/10150/210380>
209. Solís, V. A. 2019. El nitrógeno como base de la producción agrícola en cultivos de ciclo corto. (en línea). Tesis Ing. Agr. Babahoyo, Ecuador. Universidad Técnica de Babahoyo. Facultad de Ciencias Agropecuarias. 40 p. Consultado 17 may. 2020. Disponible en <http://dspace.utb.edu.ec/handle/49000/6011>
210. Spoturno, J.; Oyhantcabal, P. Goso, C.; Aubet, N; Cazaux, S; Huelmo, S.; Morales, E.; Piñeiro, A.; Martínez, G. 2004. Mapa geológico del Departamento de Canelones. (en línea). Montevideo. Esc. 1:100.000. Consultado 30 jul. 2020. Disponible en http://www.miem.gub.uy/sites/default/files/carta_geologica_canelones.pdf
211. Tao, Y.; Heinemann, P. H.; Varghese, Z.; Morrow, C. T.; Sommer, H. J. 1995. Machine vision for color inspection of potatoes and apples. (en línea). *Transactions of the American Society of Agricultural and Biological Engineers*. 38(5):1555-1561. Consultado 18 may. 2020. Disponible en <https://elibrary.asabe.org/abstract.asp?aid=27982>
212. Taylor, B. 1986. Biosystematics of the tomato. *In*: Atherton, J. G.; Rudich, J. eds. *The tomato crop: a scientific basis for improvement*. London, Chapman and Hall. pp. 1-30.
213. Tejada, M.; Benitez, C.; González, J. L. 2002. Nitrogen mineralization in soil with conventional and organomineral fertilization practices. (en línea). *Communications in Soil Science and Plant Analysis*. 33(19-20):3679-3702. Consultado 03 jun. 2020. Disponible en <https://www.tandfonline.com/doi/abs/10.1081/CSS-120015915>

214. Thompson, R. B.; Gallardo, M.; Joya, M.; Segovia, C.; Martínez-Gaitán, C.; Granados, M. R. 2009. Evaluation of rapid analysis systems for on-farm nitrate analysis in vegetable cropping. (en línea). Spanish Journal of Agricultural Research. 7(1):200-211. Consultado 27 may. 2020. Disponible en <https://dialnet.unirioja.es/servlet/articulo>
215. _____; Gallardo, M.; Voogt, W. 2014. Optimizing nitrogen and water inputs for greenhouse vegetable production. (en línea). Acta Horticulturae. no. 1107:15-29. Consultado 11 may. 2020. Disponible en https://www.actahort.org/books/1107/1107_2.htm
216. Tisdale, S. L.; Nelson, W. L.; Beaton, J. D.; Havlin, J. L. 1993. Soil Fertility and Fertilizers. 5th. ed. London, Macmillan. 745 p.
217. Turner, F. T.; Jund, M. F. 1991. Chlorophyll meter to predict nitrogen topdress requirement for semidwarf rice. (en línea). Agronomy Journal. 83(5):926-928. Consultado 29 mar. 2020. Disponible en <https://acsess.onlinelibrary.wiley.com/doi/abs/10.2134/agronj1991.00021962008300050029x>
218. Urrestarazú, G. 2015. Manual práctico del cultivo sin suelo e hidroponía. Madrid, Mundi-Prensa. 267 p.
219. Van Ittersum, M. K.; Cassman, K. G.; Grassini, P.; Wolf, J.; Tittone, P.; Hochman, Z.; 2013. Yield gap analysis with local to global relevance – a review. (en línea). Field Crops Research. 143:4-17. Consultado 28 may. 2020. Disponible en <https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S037842901200295X>
220. Villalobos, R. E. 2001. Nutrición mineral. Fisiología de la Producción de los Cultivos Tropicales. no. 1:159-198.
221. Villar, Z.; Ortega, R. 2003. Medidor de clorofila: bases teóricas y su aplicación para la fertilización nitrogenada en cultivos. (en línea). Agronomía y Forestal. no. 18:4-8. Consultado 26 may. 2020. Disponible en <https://bibliotecadigital.infor.cl/handle/20.500.12220/8291>
222. Waters, L. C.; Counts, R. W.; Palausky, A.; Jenkins, R. A. 1995. Colorimetric strip tests a comparison of visual and reflectometric measurements for quantitative applications. (en línea). Journal of Hazardous Materials. 43(1-2):1-12. Consultado 16 mar. 2020. Disponible en

<https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/030438949500022M>

223. Whitton, B.; Potts, M. 2012. Introduction to the cyanobacteria. (en línea). In: Whitton, B.; Potts, M. eds. The ecology of Cyanobacteria II. Dordrecht, Springer. pp. 1-13. Consultado 18 may. 2020. Disponible en https://link.springer.com/chapter/10.1007/978-94-007-3855-3_1
224. Wilcox, G. E.; Hoff, J. E.; Jones, C. M. 1973. Ammonium reduction of calcium and magnesium contents of tomato and sweet corn leaf tissue and influence on incidence of blossom-end rot of tomato fruit. (en línea). Journal of the American Society Horticultural Science. 98(1):86-89. Consultado 06 may. 2020. Disponible en <https://pascal-francis.inist.fr/vibad/index.php?action=getRecordDetail&idt=PASCAL7338018419>
225. Winsor, G. W.; Davis, J. N.; Long, M. I. 1967. The effects of nitrogen, phosphorus, potassium, magnesium, and lime in factorial combination on the yields of tomatoes. (en línea). Journal of Horticultural Science. 42(3):277-288. Consultado 05 may. 2020. Disponible en <https://www.tandfonline.com/doi/abs/10.1080/00221589.1967.11514214>
226. _____. 1973. Nutrition. In: Hingham, H. G. ed. The UK Tomato Manual. London, Grower Books. pp. 1246-1252.
227. Wira, A. B.; Abd Jamil, Z.; Armizatul, S. A. 2013. Effect of varying nitrogen levels on plant sap characteristics and growth performance of tomato (*Lycopersicon esculentum* var. baccarat). (en línea). Journal of Tropical Agricultura. 41(2):183-191. Consultado 23 may. 2020. Disponible en <https://www.semanticscholar.org/paper/Effect-of-varying-nitrogen-levels-on-plant-sap-and-Wira-Jamil/5aa83923fbe5b215ee6da8e9a430113a80e3eeb3>
228. Wiwart, M.; Fordonski, G.; Zuk-Golaszewska, K.; Suchowisska, E. 2009. Early diagnostics of macronutrient deficiencies in tree legume species by color image analysis. (en línea). Computers and Electronics in Agriculture. 65(1):125-132. Consultado 03 may. 2020. Disponible en <https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S016816990800197X>
229. Wood, W.; Tracy, P. W.; Reeves, D. W.; Edmisted, K. L. 1992. Determination of cotton nitrogen status with a hand-held chlorophyll meter. (en línea). Journal of Plant Nutrition. 15(9):1435-1448. Consultado 23 may. 2020.

Disponible en

<https://www.tandfonline.com/doi/abs/10.1080/01904169209364409>

230. Woolhouse, H. W.; Hardwick, K. 1966. The growth of tomato seedlings in relation to the form of nitrogen supply. (en línea). *New Phytologist*. 65(4):518-525. Consultado 26 may. 2020. Disponible en <https://nph.onlinelibrary.wiley.com/doi/abs/10.1111/j.1469-8137.1966.tb05975.x>
231. Xu, G.; Zhang, F.; Shah, S. G.; Ye, Y.; Mao, H. 2011. Use of leaf color images to identify nitrogen and potassium deficient tomatoes. (en línea). *Pattern Recognition Letters*. 32(11):1584-1590. Consultado 29 may. 2020. Disponible en <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S0167865511001334>
232. Zapata, A. J.; Cano, D.; Rojo, J. 2004 Correlación de medidas obtenidas a partir de sondas de succión y extracto de saturación del suelo regado con aguas salinas. (en línea). *Ingeniería del Agua*. 11(3):329-338. Consultado 08 abr. 2020. Disponible en <https://iwaponline.com/IA/article/11/3/329/68392/Correlacion-de-medidas-obtenidas-a-partir-de>
233. Zhao, Y. X.; Wang, K. R.; Bai, Z. Y. 2007. Research of maize leaf disease identifying system based image recognition. (en línea). *Scientia Agricultura Sinica*. 40(4):698-703. Consultado 06 may. 2020. Disponible en <https://agris.fao.org/agris-search/search.do?recordID=CN2007000686>
234. Zotarelli, L.; Dukes, M. D.; Scholberg, J. M.; Muñoz-Carpena, R.; Icerman, J. 2009. Tomato nitrogen accumulation and fertilizer use efficiency on a sandy soil, as affected by nitrogen rate and irrigation scheduling. (en línea). *Agricultural of Water Management*. 96(10):1247-1258. Consultado 23 may. 2020. Disponible en <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S0378377409000961>

10. ANEXOS

Cuadro No. 1. Aplicaciones fitosanitarias durante el ensayo

Fecha	Principio activo	Nombre comercial	Dosis
22/08/2019	Clorpirifos		80cc / 100 L
09/09/2019	Spinosad		30cc / 100 L
09/09/2019	Lambdacialotrina	Karate	90cc / 100 L
13/09/2019	Spinosad	Tracer	30cc / 100 L
13/09/2019	Iprodione		100cc / 100 L
13/09/2019	2.4-D 47% + Carfentrazona etil 0.44%	Focus	100cc / 100 L
23/09/2019	Spinosad		30cc / 100 L
23/09/2019	<i>Beauveria bassina</i>	Crebio	50 g totales
27/09/2019	Imidacloprid 35%		70cc / 100 L
27/09/2019	Aceite mineral		100cc / 100 L
4/10/2019	Matrine 0.5%	Baicen	100cc / 100 L
21/10/2019	Spinosad	Tracer	30cc / 100 L
21/10/2019	<i>Beauveria bassina</i>	Crebio	50 g totales
29/10/2019	Spirotetramate	Movento	50cc / 100 L
29/10/2019	2.4-D 47% + Carfentrazona etil 0.44%	Focus	100cc / 100 L

Cuadro No. 2. Aportes de nutrientes con fertilizantes por metro cuadrado en cada tratamiento

Tratamiento	P (g m⁻²)	K (g m⁻²)	Mg (g m⁻²)	S (g m⁻²)
T1	10.66	0.00	0.00	0.00
T2	10.40	101.90	4.52	30.25
T3	10.42	103.55	4.53	21.36

T1 = sin agregado de nitrógeno, T2 = nitrógeno agregado al 50% de los requerimientos del cultivo, T3 = nitrógeno agregado al 100 % de los requerimientos del cultivo, P = fósforo, K = potasio, Mg = magnesio, S = azufre.

Análisis de los residuales de las variables estudiadas

Con el test de Shapiro-Wilk se verificó si las variables estudiadas pertenecían a una población con distribución normal. Las hipótesis estadísticas que se probaron fueron las siguientes: H₀ = los residuales del modelo provienen de una distribución normal. H_a = los residuales del modelo no provienen de una distribución normal. El criterio de decisión fue si p-valor < 0.05 se rechaza H₀.

Todas las variables presentaron p-valor > 0.05 (Cuadro No. 3), por lo tanto, provienen de una población con características de distribución normal.

Cuadro No. 3. Test de Shapiro-Wilk de los residuos de las variables en los 6 muestreos

Variables	Muestreos					
	1	2	3	4	5	6
N – Foliar	0.53	0.90	0.53	0.79	0.92	0.21
NO ₃ ⁻ Savia	0.76	0.46	0.76	0.62	0.54	0.78
Rojo	0.87	0.27	0.86	0.47	0.14	0.17
Verde	0.83	0.08	0.83	0.37	0.12	0.38
Azul	0.32	0.15	0.32	0.80	0.84	0.28

Se realizó test de Levene para probar el supuesto de homogeneidad de las varianzas. Las hipótesis estadísticas que se probaron fueron las siguientes:

Ho: las varianzas son iguales.

Ha: al menos una varianza es diferente.

El criterio de decisión fue si p-valor < 0.05 se rechaza Ho.

La variable verde en muestreo 1 y 3 y la variable azul en muestreo 2 y 5 (Cuadro No. 4) no cumplen con el supuesto de homogeneidad de las varianzas.

Cuadro No. 4. Test de Levene con los residuos absolutos de las variables

Variables	Muestreos					
	1	2	3	4	5	6
N-Foliar	0.39	0.26	0.11	0.89	0.33	0.32
NO ₃ ⁻ Savia	0.32	0.76	0.06	0.16	0.72	0.10
Rojo	0.13	0.09	0.51	0.47	0.16	0.32
Verde	<u>0.01</u>	0.58	<u>0.01</u>	0.39	0.16	0.50
Azul	0.11	<u>0.01</u>	0.25	0.71	<u>0.01</u>	0.09