

## DOSIS DEL NITRÓGENO EN EL ABONADO DE MINIJARDIN CLONAL DE PITANGUERAS (*Eugenia uniflora*)

DAIANE SILVA LATTUADA<sup>2</sup>, TAÍS ALTMANN<sup>3</sup>, MARINA MARTINELLO BACK<sup>3</sup>,  
GIL VICENTE LOUROSA<sup>4</sup>, PAULO VITOR DUTRA DE SOUZA<sup>5</sup>

**RESÚMEN** – El miniestaquillado es un método eficaz y rápido de propagación vegetativa, empleado en plantas forestales y frutíferas, generando la formación de huertos homogéneos. Con el objetivo de determinar el manejo del abonado en la multiplicación de pitanguera bajo miniestaquillado en jardines clonales se probaron dosis crecientes de Nitrógeno (N), tras dos etapas, en período de 260 días. En la primera etapa se testaron las siguientes soluciones: solución A: 10 g L<sup>-1</sup> Kristalon® (NPK 4,5-9,6-28,8), B: 10 g L<sup>-1</sup> Kristalon® + 3,5g de urea (NPK 18-9,6-28,8) y C: 10 g L<sup>-1</sup> Kristalon® + 7,0g de urea (NPK 36-9,6-28,8). En la segunda etapa se utilizó la mitad de las dosis del Kristalon® (5g L<sup>-1</sup>) y las mismas de urea. Se evaluaron la producción y enraizamiento de las miniestaquillas y se monitoró los valores del pH y de la conductividad eléctrica (CE) de cada solución, además del sustrato. El diseño experimental fue completamente al azar con siete macetas teniendo cinco plantas madre cada una, por tratamiento. La primera recolección de miniestaquillas ocurrió a los siete días tras empezar los tratamientos. Las soluciones A y B lograron mayor producción de miniestaquillas. La reducción del abono comercial logró incrementar el enraizamiento de las estaquillas y redujo las variaciones en el pH y CE. La producción en larga escala de miniestaquillas de esa especie tras el miniestaquillado es posible especialmente se utilizando bajas dosis del nitrógeno en el abonado.

**Términos para indexación:** Propagación asexual, multiplicación clonal, Myrtaceae

## NITROGEN DOSES ON ADUBATION IN CLONAL MINI GARDEN OF SURINAM CHERRY (*Eugenia uniflora*)

**ABSTRACT** – The minicutting is an effective and quick method of vegetative propagation, dedicated to spread of forest and fruit trees, providing the formation of homogeneous orchards. In order to determine the adubation management in multiplication of Surinam cherry trees by minicutting in clonal gardens, we tested increased nitrogen (N) doses in fertilizer formulation, in two stages, over a period of 260 days. The solutions adopted in the first stage were: solution A: 10 g L<sup>-1</sup> Kristalon® (NPK 4,5-9,6-28,8), solution B: 10 g L<sup>-1</sup> Kristalon® + 3.5 g of urea (NPK 18 -9,6-28,8) and solution C: 10 g L<sup>-1</sup> Kristalon® + 7.0 g of urea (NPK 36-9,6-28,8). In the second step we used half of the fertilizer Kristalon® doses (5 g L<sup>-1</sup>) and the same additions of urea. We evaluated the production and rooting of minicuttings and we monitored the pH and electrical conductivity (EC) of each solution and of the substrate. The experimental design was the completely randomized design, with seven vessels with five stock plants each per treatment. The first collect of minicuttings occurred seven days after we started the treatment. The solutions A and B promoted greater production of mini cuttings. The reduction of commercial fertilizer increased the rooting and reduced the fluctuations in pH and EC values. The production in large scale of cuttings of this species by using this technique is possible particularly when low doses of nitrogen in the fertilizer.

**Index-terms:** asexual propagation, clonal multiplication, Myrtaceae

<sup>1</sup>(Trabalho 107-15). Recebido em: 16-04-2015. Aceito para publicação em: 09-11-2015.

<sup>2</sup>Dra., Pesquisadora na Fundação Estadual de Pesquisa Agropecuária (FEPAGRO), Centro de Pesquisa Celeste Gobbato, Distrito: Fazenda Souza, Caxias do Sul, RS, CEP: 95125-000. E-mail: daiane-lattuada@fepagro.rs.gov.br

<sup>3</sup>Eng. Agrônomas, Mestradas no Programa de Pós-graduação em Fitotecnia, Universidade Federal do Rio grande do Sul (UFRGS), Porto Alegre, RS, Brasil, UFRGS, 91540-000, Porto Alegre, RS, Brasil. E-mail: taisaltmann91@hotmail.com; backmarina@gmail.com

<sup>4</sup>Eng. Agrônomo, E-mail: gillourosa@hotmail.com

<sup>5</sup>Dr., Professor na UFRGS, Departamento de Horticultura e Silvicultura. E-mail: pvdsouza@ufrgs.br

## INTRODUCCIÓN

La pitanguera (*Eugenia uniflora* L.), Myrtaceae de ocurrencia natural en Brasil se propaga tradicionalmente bajo semillas. Sin embargo, este método presenta variabilidad genética, debido a la polinización cruzada. Esto es un problema a una explotación comercial.

La especie tiene potencial para explotación, tanto como frutífera para consumo em fresco o procesado, como para la industria de fármacos o de cosméticos. Por eso, la utilización de un método eficiente de propagación vegetativa es fundamental a la formación de plantones de misma identidad genética, posibilitando, la formación de huertos homogéneos, facilitando e uniformizando el manejo y la producción de frutos.

Bajo este contexto, el miniestaquillado, que se considera una especialización de la estaquilla convencional, puede representar una alternativa viable, pues se emplean estaquillas de pequeño tamaño (5 cm) y herbáceas, que se obtienen en período de tiempo corto y en espacio físico reducido, además de tener mayor eficiencia en el enraizamiento y principalmente reduciéndose la adición de auxinas de síntesis (XAVIER et al., 2009).

En el género *Eucalyptus*, también perteneciente a la familia Myrtaceae, la propagación vegetativa ya es una realidad, tanto si se realiza por estaquilla, miniestaquilla o por micropropagación. Actualmente, el miniestaquillado se difunde más entre las grandes empresas forestales, que son responsables por la producción de millares de plantones para el sector (Brondani et al., 2012). En estas condiciones, se distribuyen con mayor velocidad y eficiencia los resultados de programas de mejora genética, reduciendo sus costes finales (FONTES, 2008).

El proceso de miniestaquillado se empieza por la poda del ápice de la planta madre seleccionada. A partir de ellas se forman minicepas que en intervalos variables, emiten nuevas brotaciones que se recolectan y se enraizan bajo control de las condiciones de temperatura y humedad del aire, originando un nuevo plantón (XAVIER et al., 2009). El conjunto de minicepas se denomina de minijardín clonal.

Resultados importantes se han obtenido tráz estudios de propagación vegetativa (estaquilla e injertia) con especies de Myrtaceae (FRANZON et al., 2010; LATTUADA et al., 2010). Sin embargo, aún se necesita desarrollar un sistema eficiente para la producción en larga escala de plantones de estas especies, como por ejemplo, minijardines clonales

que se emplean en especies forestales.

Los jardines clonales de especies forestales en el huerto evolucionaron en su forma, pasando para minijardines clonales en vivero. Uno de sus principales avances fue la reducción significativa del área para producción de estaquillas. Em el huerto se empleaba una distancia de 3 m x 3 m entre las plantas madre, mientras que en el sistema nuevo en viveiro se redujo para 0,1 m x 0,1 m. Para la mayor eficiencia de este, se adoptaron sistemas de producción hidropónicos o semi-hidropónicos, donde el manejo de la nutrición mineral es fundamental al suceso del vivero (Souza et al., 2014). La nutrición mineral puede influenciar el enraizamiento de estaquillas de dos maneras distintas. La primera, a través del vigor vegetativo de la planta madre de donde se recolectan los brotes. La segunda, se refiere al propio estado nutricional de propágulo recolectado (XAVIER et al., 2009). Es importante destacar que hay variaciones en los niveles nutricionales según las especies en estudio.

Los estudios de propagación vegetativa em pitangueira son escasos, se considerando este un estudio pionero del manejo del abonado nitrogenado de un minijardín clonal com esta especie. Por lo tanto, el objetivo de este trabajo es contribuir para el conocimiento de la necesidad de aporte de nitrógeno en el manejo de un minijardín clonal de pitanguera.

## MATERIAL Y MÉTODOS

El estudio se condujo del octubre del 2013 al octubre del 2014, bajo invernadero (cobertura plástica y paredes con tela antifídica y altura de 3,0 m), ubicada en la Facultad de Agronomía de la Universidade Federal do Rio Grande do Sul (30°04'26,04"S y 51°08'7,08"W; 46,97m de altitud).

Para la formación del minijardín clonal se utilizaron miniestacas de pitanguera enraizadas, que se llamarón minicepas. Estas se mantuvieron em invernadero bajo riego por nebulización, tráz três meses. Se cultivaron em bandejas rellenas con sustrato cáscara de arroz carbonizada (CAC) hasta el momento de la instalación del minijardín clonal, que empezó en el octubre del 2013.

Estas plantas madre de pitanguera se transfirieron a macetas (22,0 X 22,0 X 20,0 cm, volúmen de 9 L) rellenos con arena media. Se mantuvieron sobre mesas (1,2 m de altura). Em cada maceta se cultivaron cinco plantas madre. El riego en este período se realizó diariamente en dos horarios (por la mañana y final de la tarde, con 5 minutos de duración cada) bajo goteo, añadiéndose 300 mL de água (pH 6,08 y conductividad eléctrica 112,58 µS

cm<sup>-1</sup> del agua) por maceta y período.

Tráz la instalación del minijardin clonal se hicieron abonados, manualmente, (trés veces por semana) durante los dos primeros meses, con 15 g de Kristalon® (6 % Nitrógeno Total, siendo 4,5 % N- Nítrico y 1,5 % N-amoniaco; 12 % fósforo, 36 % potássia, 8 % magnésio, 8 % azufre, 0,07 % hierro, 0,025 % boro, 0,01 % cobre; 0,04 % manganés, 0,004 % molibdenio, e 0,025 % de zinc) que se diluyeron en 1,5 L de água y se distribuyeron 50 mL por maceta. Durante el estudio se monitoró el pH y la conductividad eléctrica del sustrato empleándose el método PourThru (CAVINS et al., 2000), que se aplicaba antes del abonado.

Tráz 98 días del transplante, las plantas se podaron a los 5-6 cm de altura, manteniéndose dos hojas por planta, em tallo único. A partir de ese momento se empezó la primeira etapa del estudio, donde se testaron trés soluciones de abono con distintos niveles de nitrógeno (N). Las dosis de los abonos se aplicaron en un mismo espacio de tiempo (a cada ). Se testaron las siguientes soluciones de abonos: Solución A: 10 g L<sup>-1</sup>Kristalon® (proporción de NPK 4,5-9,6-28,8), solución B: 10 g L<sup>-1</sup>Kristalon® añadido de 3,5g de urea (proporción de NPK 18-9,6-28,8) y solución C: 10 g L<sup>-1</sup>Kristalon® añadido de 7,0 g de urea (proporción de NPK 36-9,6-28,8). Tráz 55 días bajo los abonados arriba, se empezó la segunda etapa, donde se redujeron las dosis del Kristalon® a la mitad (5 g L<sup>-1</sup>) manteniéndose las mismas dosis de urea en cada tratamiento, hasta el final del estudio.

Las soluciones de abonado se preparaban en el día de su aplicación, cuando también se monitoraban el pH y la CE de cada tratamiento. Los promedios del pH y de la CE en los tratamientos durante el estudio fueron: solución A con pH de 4,41 y CE de 12796,5 µS cm<sup>-1</sup>; solución B: pH de 4,43 y CE de 12541,9 µS cm<sup>-1</sup>; solución C con pH de 4,50 y CE de 11311,2 µS cm<sup>-1</sup> CE. Se realizó un lavado del sustrato com água destilada en todos los tratamientos a los 17 días después de empezar el estudio, buscando reducir la CE.

Diariamente se observaron las emisiones de brotes, que fueron contabilizadas y cosechadas cuando llegaban a los 5,0 cm de largo. De ellas se confeccionaron las miniestaquillas. Ellas tenían 5 cm de largo, un par de hojas totalmente expandidas y se mantuveiron em invernadero irrigadas bajo niebla intermitente, en bandejas alveoladas de isopor con 72 células (120 cm<sup>3</sup>/alvéolo), conteniendo el sustrato cáscara de arroz carbonizada. Las estaquillas recolectadas entre enero y marzo del 2014 se evaluaron cuanto al porcentaje de enraizamento y largo de la mayor raiz (com regla graduada se medió

solamente la raiz más larga). Las evaluaciones se hicieron traz 45 días de cada recolección em el minijardin clonal.

El diseño experimental fue em bloques casualizados con siete macetas conteniendo cinco plantas madre cada una, por tratamiento. Los resultados se sometieron al análisis de varianza y las medias comparadas por el test de Duncan (p> 0,05). Cuando hubo diferencia significativa, se hizo análisis de regresión para la producción cumulativa de miniestaquillas y para los niveles del pH y CE a lo largo del estudio.

## RESULTADOS Y DISCUSIÓN

La primera recolección de miniestaquillas en el minijardin clonal se hizo posible a los siete días después de la poda y de la aplicación de los tratamientos con abonos (Figura 1). Todas las dosis de N aplicadas incrementaron igualmente la producción de estaquillas respecto al testigo, se observando picos de producción de miniestaquillas por minicepa a los 7, 21, 50, 136, 183, 195, 222 e 260 días (Figura 1).

Un mayor rango de producción de miniestaquillas se observó a partir de los 195 días del estudio, debido probablemente a otros factores relacionados al ambiente de cultivo, que influenciaron la producción de miniestaquillas de pitangueira, necesitándose ajustes en la metodología (em las dosis del abono), además de la adecuación del invernadero para mantener la misma condición del cultivo a lo largo del año. De esta manera, hace falta un mayor período de evaluaciones buscando definir cuantos días se requiere para que las minicepas presenten un flujo de producción. En *Eucalyptus*, por ejemplo, la frecuencia de recolecciones en minijardin clonal varía, em media, de 15 a 45 días, dependiendo de la especie, del clon, del ambiente y de la metodología de recolección (XAVIER et al. 2009).

El análisis de regresión apuntó comportamiento cuadrático para la producción acumulada de miniestaquillas independientemente de los niveles de N testados (Figura 1). Generalmente, la producción de miniestaquillas en sistema de minijardin clonal de *Eucalyptus* cambia a lo largo del tiempo, ocurriendo picos de producción seguidos de decrecimos, o sea, hay efecto cíclico (TITON et al., 2003; CUNHA et al., 2009). Ese efecto le observó Brondani et al. (2012) al evaluar el efecto de los nutrientes Zn y B en la morfología y producción de minijardin clonal de *Eucalyptus benthamii* donde, las recolecciones de brotes no siguieron un comportamiento constante de producción. Semejante a estos experimentos,

en el presente estudio, se obtuvo una productividad promedio de 1,5 miniestaquillas por minicepa a cada 10 días.

Las formulaciones de los abonos influyeron en la producción acumulada de miniestaquillas al final del período de evaluaciones, donde las dosis más bajas del N (abonados A y B) fueron aquellas que generaron un mayor aumento para esta variable. Sin embargo, las dosis del abonado no afectaron el porcentaje del enraizamiento, ni tampoco el largo de las raíces (Tabla 1). Aún que la formación de las raíces adventicias y la nutrición mineral se relacionen, este es un proceso de difícil evaluación, debido a la complejidad entre los factores. Por lo tanto, se deben realizar estudios más complejos para entender de veras la contribución del N en esta etapa.

La movilidad de los nutrientes minerales en la iniciación radicular es diferente de la movilización que ocurre durante el desarrollo de las raíces, siendo más marcante en esta última. Esto indica que la nutrición mineral en la iniciación radicular es altamente dependiente de los niveles endógenos de la estaquilla (CUNHA et al., 2009).

En la etapa de inducción de raíces la influencia del N se puede manifestar por la relación del nutriente en el metabolismo de los carbohidratos (relación C/N), que es la fuente de energía para la iniciación de los primordios radiculares, donde el alta relación C/N se correlaciona positivamente con el enraizamiento (HARTMANN et al., 2011). De esa manera el N puede estar más involucrado con la inducción de raíces adventicias, mientras que otros nutrientes como Calcio, Hierro, Cobre, Boro, Manganés y Zinc son muy importantes en los procesos de desarrollo del sistema radicular (CUNHA et al., 2009). Debido, probablemente, a la poca afinidad del N endógeno con la fase de desarrollo de raíces, no se observaron diferencias significativas entre las formulaciones adoptadas en este estudio, para la longitud de las raíces (Tabla 1).

En este análisis preliminar se verificó, en la primera etapa del abonado, una tendencia de mejor respuesta en el enraizamiento de las miniestaquillas de pitanguera tratadas con la dosis de N intermedia (abonado B). En la segunda etapa, al disminuirse a la mitad la dosis de N, se observó un 100% de enraizamiento de las estaquillas producidas, independientemente de la formulación de los abonos (Tabla 1). Por lo tanto, se verifica una necesidad moderada de N tanto para la emisión de los brotes como para el enraizamiento de las estaquillas en pitanguera.

En la primera etapa, se observaron porcentajes bajos de enraizamiento (entre el 16,50% y el 43,16%),

que se deben al número de días (45 días después de la recolección de las miniestaquillas) insuficiente para la emisión de las raíces, además de la influencia de las dosis del N.

A lo largo del período de estudio se monitoraron los valores del pH y de conductividad eléctrica en el lixiviado del sustrato (Figuras 2a y 2b). Trás los 17 días de empezar el experimento, debido a una elevación significativa en la CE, se realizó un lavado del sustrato. Sin embargo, solamente ocurrió un aumento en los valores del pH en el abonado A, debido probablemente al arrastre de las sales exedentes del sustrato a través del lavado. Lo mismo no ocurrió en los abonos B y C, que mantuvieron los valores del pH hasta el final de la primera etapa (55 días de estudio) entre 4,0 y 5,0 (pH) (Figura 2a). En la segunda etapa, tras la reducción de la dosis del nitrógeno aplicada, los niveles del pH se igualaron entre los tratamientos, manteniéndose por encima del pH 6,0. Después del lavado de los sustratos, hubo una reducción drástica en los valores de CE, debido a la lixiviación de las sales. Entre tanto, la CE redujo todavía más en la segunda etapa del abonado, cuando se redujo la dosis del nitrógeno a la mitad llegando al máximo de  $500 \mu\text{S cm}^{-1}$  de CE (Figura 2b).

A lo largo de todo el período el análisis de regresión indicó comportamiento cúbico para el pH (Figura 2a) y comportamiento polinomial de grado 4 para la CE (Figura 2b), independientemente de la dosis de N utilizada. Aún se observó que a partir de los 55 días del experimento, cuando se redujo la dosis de la formulación del Kristalon® a la mitad ocurrió una caída en los valores de la CE, manteniéndose el promedio de  $500 \mu\text{S cm}^{-1}$ . Estos valores se adecuan al cultivo de pitanguera. En el mismo período se observó un aumento en los valores del pH del lixiviado, indicando poca cantidad de sales en la solución, por lo tanto, indicando un mejor provecho del abonado por las plantas.

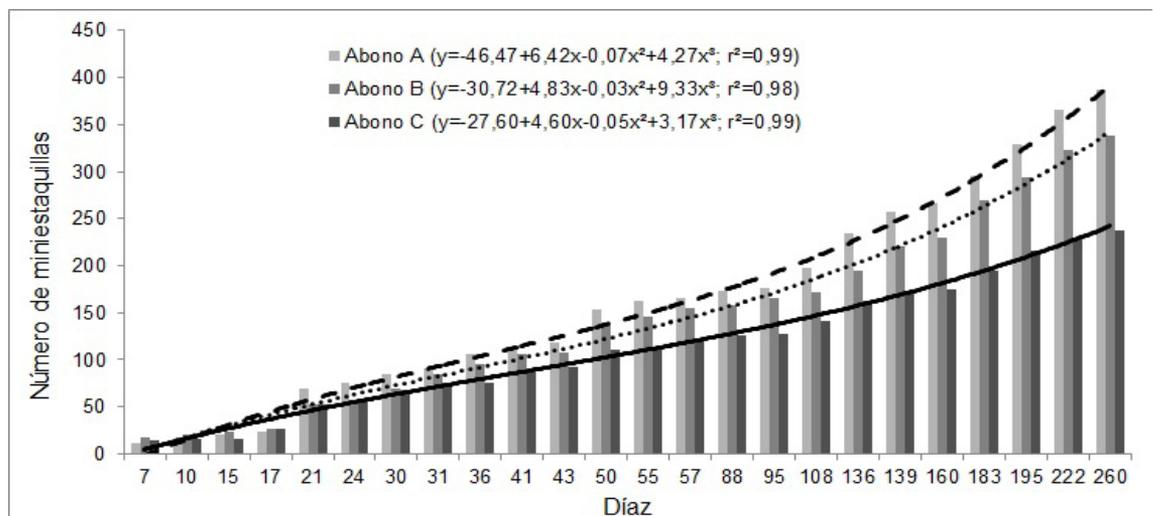
En la primera etapa, las dosis de N más altas empleadas en las soluciones B y C influenciaron las relaciones químicas entre el sustrato y las raíces y, de esa manera, generaron acúmulo de nutrientes en el sustrato. Eso podría explicar la reducción del pH y aumento en la CE en las mectetas, además de tener influenciado negativamente la productividad de miniestaquillas por cepa y el enraizamiento de estas. Según Cavins et al. (2000), valores altos de CE pueden ser consecuencia del acúmulo de sales en el sustrato, debido a la lixiviación insuficiente durante el riego, e que la cantidad aplicada de abono sea demasiado alta con relación a la necesidad de la planta. Según los mismos autores, valores muy elevados de CE se asocian con bajo desarrollo de la

parte aérea y de las raíces.

Los valores de CE se quedaron entre 1000 a 4000 $\mu\text{S cm}^{-1}$  en la primera etapa y no superaron los 500 $\mu\text{S cm}^{-1}$  en la segunda etapa (Figuras 2b). Según Cavins et al. (2000), utilizándose el método Pour Thru para lixiviados, valores entre 2600 y 4600 $\mu\text{S cm}^{-1}$  se consideran normales al establecimiento de la mayoría de las especies vegetales, permitiendo un buen desarrollo de las raíces y de la parte aérea. Por lo tanto, los valores de CE verificados en el estudio extrapolaron el límite superior sugerido por Cavins et al. (2000). Según el enraizamiento obtenido en la segunda etapa (Tabla 1), se sugiere que mantener la CE del minijardin clonal de pitanguera próximo a los 500  $\mu\text{S cm}^{-1}$ , puede facilitar el manejo del mismo, además de aumentar el índice de enraizamiento de las miniestaquillas generadas y ahorrar el abonado.

Según Kampf (2005), valores inadecuados del pH en el sustrato pueden causar desequilibrios fisiológicos en las plantas, afectando la disponibilidad de los nutrientes. De acuerdo con el mismo autor, valores específicos del pH varían según la especie vegetal cultivada, pero la mayoría de ellas se desarrolla bien en sustratos orgánicos con niveles del pH entre 5,2 y 5,5. En el presente estudio los valores del pH, en la primera etapa, quedaron entre los niveles 5,0 y 6,0. Entre tanto, en la segunda etapa mantuvieron entre los pH 6,0 y 7,0.

El aumento de la CE a lo largo de la primera etapa indica acúmulo de sales en el sustrato. Por lo tanto, los niveles del abonado empleado en esa etapa parece ser excesivo. Tras los ajustes, en la segunda etapa las oscilaciones en los valores del pH y de la CE y el porcentaje de enraizamiento obtenido apuntan mejores resultados para el manejo del minijardin clonal de pitanguera.

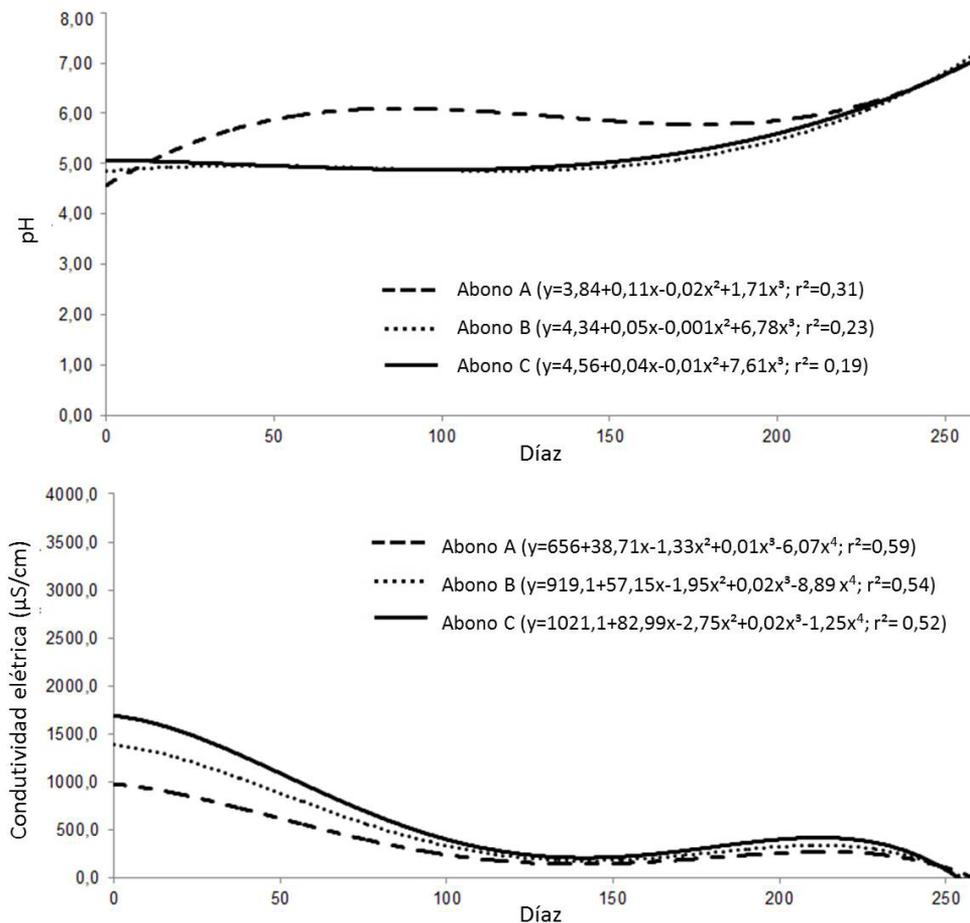


**FIGURA 1** - Número acumulado de miniestaquillas por tratamiento de pitanguera a lo largo de 260 días, según la dosis del nitrógeno en el abono (formulaciones del abono en la 1ª etapa: Abono A (10 g L<sup>-1</sup>Kristalon + 0 g Urea), B (10 g L<sup>-1</sup>Kristalon + 3,5g Urea) y C (10 g L<sup>-1</sup>Kristalon + 7 g Urea). 2ª etapa: Abono A (5 g L<sup>-1</sup>Kristalon + 0 g Urea) Abono B (5 g L<sup>-1</sup>Kristalon + 3,5g Urea) y C (5 g L<sup>-1</sup>Kristalon + 7 g Urea)).Porto Alegre, (2014).

**TABELA 1-** Número acumulado de miniestaquillas producidas por minicepa, porcentuales de enraizamiento en la primera y en la segunda etapa y longitud promedio de raíces por miniestaquillas de pitanguera en minijardin clonal. Porto Alegre (2014).

Abono	Número de miniestaquillas producidas	Enraizamiento 1 <sup>a</sup> etapa (%)	Enraizamiento 2 <sup>a</sup> etapa (%)	Longitud de raíz (cm)
A	38,42 a	30,83 <sup>ns</sup>	100,00	1,90 <sup>ns</sup>
B	34,71 a	43,16	100,00	1,43
C	23,00 b	16,50	100,00	1,96
CV (%)	20,90**	37,65	-	20,32

Formulaciones del abono 1<sup>a</sup> etapa A (10 g L<sup>-1</sup>Kristalon + 0 g Urea), B (10 g L<sup>-1</sup>Kristalon + 3,5g Urea) y C (10 g L<sup>-1</sup>Kristalon + 7 g Urea). 2<sup>a</sup> etapa: Abono A (5 g L<sup>-1</sup>Kristalon + 0 g Urea) Abono B (5 g L<sup>-1</sup>Kristalon + 3,5g Urea) y C (5 g L<sup>-1</sup>Kristalon + 7 g Urea).



**FIGURA 2 -** a) pH y b) conductividad eléctrica a lo largo de 260 días, período de experimento de abonado del minijardin clonal de pitanguera, donde las formulaciones de abono en la 1<sup>a</sup> etapa fueron A (10 g L<sup>-1</sup>Kristalon + 0 g Urea), B (10 g L<sup>-1</sup>Kristalon + 3,5g Urea) y C (10 g L<sup>-1</sup>Kristalon + 7 g Urea) y en la 2<sup>a</sup> etapa fueron Abono A (5 g L<sup>-1</sup>Kristalon + 0 g Urea) Abono B (5 g L<sup>-1</sup>Kristalon + 3,5g Urea) y C (5 g L<sup>-1</sup>Kristalon + 7 g Urea)). Porto Alegre (2014).

## CONCLUSIONES

La producción de miniestaquillas en minijardin clonal de pitanguera es viable agrónomicamente, permitiendo recolecciones ya en los primeros días de conducción. El empleo de niveles bajos de nitrógeno en los abonos favorece el mantenimiento del minijardin clonal e incrementa el enraizamiento de las miniestaquillas generadas.

## AGRADECIMIENTOS

A FAPERGS, CAPES e CNPq por la concepción de auxilio financiero y becas de estudio.

## REFERENCES

- BRONDANI, G. E.; BACCARIN, F. J. B.; WITONDAS, H. W.; GONÇALVES, A. N.; ALMEIDA, M. Avaliação morfológica e produção de minijardim clonal de *Eucalyptus benthamii* em relação a Zn e B. **Pesquisa Florestal Brasileira**, Colombo, v. 32, n. 79, p. 151-14. 2012.
- CAVINS, T. J., GIBSON, J.L.; WHIPKER, B.E.. **pH and EC meters - tool for substrate analysis**. Raleigh: North Carolina State, 2000. (Florex, 001)
- CUNHA, A.C.M.C.M.; PAIVA, H.N.; XAVIER, A.; OTONI, W.C. Papel da nutrição mineral na formação de raízes adventícias em plantas lenhosas. **Pesquisa Florestal Brasileira**, Colombo, n.58, p.35-47, 2009.
- FRANZON, R. C.; GONÇALVES, R. S.; ANTUNES, L. E. C.; RASEIRA, M. C. B. Propagação vegetativa de genótipos de pitangueira (*Eugenia uniflora* L.) do sul do Brasil por enxertia de garfagem. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v. 32, n. 1, p. 262-267, 2010.
- HARTMANN, H. T.; KESTER, D.E.; DAVIES, F.R.; GENEVE, R. **Plant propagation: principles and practices**. 8<sup>th</sup> ed. Boston: Prentice-Hall, 2011. p. 915.
- KAMPF, A.N. **Produção comercial de plantas ornamentais**. 2.ed. Guaíba: Agrolivros, 2005. p.254
- LATTUADA, D. S.; SOUZA, P. V. D.; GONZATTO, M. P. Enxertia herbácea em Myrtaceae nativas do Rio Grande do Sul. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v. 32, n. 4, p. 1285-1288, 2010.
- SOUZA, C. C.; XAVIER, A.; LEITE, F. P.; SANTANA, R. C.; PAIVA, H. N. Densidade de minicepas em minijardim clonal na produção de mudas de eucalipto. **Pesquisa Florestal Brasileira**, Colombo, v. 34, n. 77, p. 49-56, 2014.
- TITON, M. et al. Efeito do AIB no enraizamento de miniestacas e microestacas de clones de *Eucalyptus grandis* W. Hill ex Maiden. **Revista Árvore**, Viçosa, v. 27, n. 1, p. 1-7, 2003.
- XAVIER A.; WENDLING, I.; SILVA, R. L. **Silvicultura clonal: princípios e técnicas**. Viçosa: UFV, 2009. p.272.