

PROPAGACION *IN VITRO* DE DURAZNO, *Prunus persica* (L.) Batsch A PARTIR DE YEMAS AXILARES*.

Alfonso AZPEITIA MORALES¹
Ricardo J. ZAPATA ALTAMIRANO²
Alejandro NAVA CEDILLO³

RESUMEN

El durazno es una especie considerada difícil de propagar por cultivo de tejidos. El presente trabajo, realizado en Aguascalientes, Ags., durante el período de julio de 1989 a abril de 1990, tuvo como objetivo conocer la respuesta en la propagación *in vitro* de dos genotipos de durazno con diferente época de floración: la selección 66 (tardía) y la selección 50 (intermedia). Este trabajo comprendió tres etapas: a) establecimiento aséptico del cultivo, b) multiplicación, y c) enraizamiento.

De los ocho medios probados para el establecimiento, el medio de Almehdi y Parfitt sólido fue el más adecuado, ya que permitió un 78% de sobrevivencia y 75% de brotación, contra 43.75% y 25%, respectivamente, del medio Murashige y Skoog (1962) sólido usado como testigo. El mayor grado de multiplicación de brotes en la selección 66 (S-66) se alcanzó con 4 mg/l, y en la selección 50 (S-50) con 6 mg/l. En ambas selecciones se observaron diferencias en cuanto a enraizamiento de brotes. La S-66 mostró un mejor enraizamiento que la S-50, obteniéndose en el nivel de 20 Micromolar (μM) de ácido indolbutírico (IBA) raíces con mayor longitud. En la S-50 el enraizamiento fue más escaso, sobresaliendo el nivel de 10 μM de ácido naftalenácetico (NAA).

* Artículo enviado al Comité Editorial del INIFAP Área Agrícola el 23 de abril de 1993.

1. M.C. Investigador del C.E. "Huimanguillo", Tabasco. INIFAP.

2. Investigador del C.E. "Pabellón", Aguascalientes, INIFAP.

3. Centro de Investigación y Graduados Agropecuarios. Aguascalientes, Ags.

INTRODUCCION

El durazno, *Prunus persica* (L) Batsch es un frutal de gran importancia económica en México, debido a su superficie cultivada de 30 mil ha (Díaz *et al* (2), 1986). En el estado de Aguascalientes ocupa una superficie de 1,566 ha (Gutiérrez (5), 1989), donde la mayoría de las huertas se caracterizan por una amplia variabilidad genética, con brotación y floración irregular. Asimismo, se observa que el período crítico de heladas coincide con la floración, la cual ocurre durante los meses de enero a marzo.

Entre los métodos de propagación del durazno encontramos a la utilización de semillas, el acodo aéreo y la injertación. Sin embargo, la técnica de propagación *in vitro* representa ventajas potenciales respecto a las anteriores, ya que aparte de usarse en la producción de farmacéuticos y obtención de otros productos naturales, también es aplicable al mejoramiento genético de cultivos, lo cual permite la recuperación de clones libres de enfermedades y la preservación de germoplasma valioso, así como una rápida multiplicación clonal de variedades seleccionadas (Murashige (14), 1974). En la actualidad, muy pocos árboles son propagados comercialmente por técnicas *in vitro* debido a la dificultad en su propagación (Zimmerman (21), 1986). Sólo algunos frutales de temporada han tenido éxito, incluyendo la manzana (Jones *et al.* (9), 1979). círuelos (Rosati y Marino (18), 1980) y algunas variedades de cereza (Zuccherilli (22), 1979).

De las investigaciones hechas en el género *Prunus*, algunas se han enfocado hacia la obtención de callos a partir de discos de hoja, de donde se ha logrado regenerar plantas completas (Hedtrich (6), 1977; Matsuta *et al* (11), 1983; Matsuta y Yamaki (12), 1988). Asimismo, se han inducido callos a partir de raíces, siendo posible obtener plantas de algunas especies de *P. dawycensis*, *P. canescens* y *Prunus* híbrido *incisa* x *serruta* (Druart (3), 1980).

El durazno se considera una especie difícil de propagar por cultivo de tejidos, debido a diversos factores que afectan la adaptación del explante en condiciones *in vitro*, tales como las frecuentes dificultades de oxidación, presencia de inhibidores de crecimiento y sobre todo la dificultad de enraizamiento (Monsella *et al* (13), 1980). Las técnicas de propagación *in vitro* son ahora eficientes para algunos patrones de durazno como el San Julián INRA GF 655.2 y para patrones de cereza F 12.1 (Navatel *et al* (16), 1983) no así para la propagación de variedades de durazno. Sin embargo, Hammerschlag *et al* (8) en 1987 citaron que la propagación *in vitro* de algunas variedades de durazno como Com-pact Redhaven, Suncrest, Sunhigh, Redskin, Jerseyqueen, Rio-oso-

Gem y el patrón Nemaguard, permitió determinar su estabilidad genética y lograr en su mayoría la aclimatación.

El presente trabajo tuvo como objetivo conocer la respuesta en la propagación *in vitro* de dos genotipos de durazno con diferente época de floración, durante las etapas de: a) establecimiento aséptico del cultivo, b) multiplicación, y c) enraizamiento.

MATERIALES Y METODOS

El presente trabajo se realizó en el Laboratorio de Cultivo de Tejidos Vegetales del Centro de Investigación y Graduados Agropecuarios del Instituto Tecnológico Agropecuario Núm. 20 de Aguascalientes, Ags., durante el período comprendido de julio de 1989 a abril de 1990.

Material vegetativo

El material vegetativo que se empleó en la presente investigación provino de dos selecciones criollas de durazno, *Prunus persica* (L) Batsch, sobresalientes en el estado: la selección 50 (S-50) de floración intermedia, en las etapas de multiplicación y enraizamiento, y la selección 66 (S-66) de floración tardía, en las etapas de establecimiento, multiplicación y enraizamiento; ambas establecidas en el año de 1984 en el Centro de Investigaciones Forestales y Agropecuarias de Aguascalientes (CIFAP-AGS). En todos los casos, el material vegetativo se seleccionó del tercio medio de la copa del árbol durante los meses de julio, octubre y diciembre de 1989, y consistió en brotes con crecimiento activo, de aproximadamente 15 a 20 cm de longitud.

Establecimiento aséptico

En esta etapa se trabajó únicamente con la S-66 y se utilizaron secciones nodales de 1.5 a 2.0 cm de longitud con dos yemas axilares. Antes de la desinfección el material vegetativo se lavó con agua y detergente; posteriormente, en campana de flujo laminar se desinfectaron los explantes con etanol 70% durante 5 minutos, Cloralex 80% por 5 minutos y por cultivo tres lavados con agua bidestilada estéril. Debido a que en la mayoría de los trabajos de propagación *in vitro*, el medio de cultivo que se utiliza es el de Murashige y Skoog (1962) o éste con algunas modificaciones, se consideró conveniente

probar cuatro medios básicos de cultivo diferentes, en estado sólido y líquido: 1) MS (Murashige y Skoog (15), 1962) como testigo, 2) LS (Linsmaier y Skoog (10), 1965), 3) B5 (Gamborg *et al.* (4), 1968) y 4) AP (Almehdi y Parfitt (1), 1986).

Todos los medios de cultivo fueron suplementados con 6 mg/l de BAP, tal como lo indicaron Almehdi y Parfitt (1) en 1986), y además 0.01 mg/l de ácido indolbutírico (IBA), 0.01 mg/l de ácido giberélico (GA₃) y 30 g/l de sacarosa. Los medios sólidos fueron adicionados con 7 g/l (0.7%) de Agar-Agar y para los medios líquidos se hicieron puentes de papel filtro. El pH de los medios de cultivo fue ajustado a 5.7 con KOH o HCl 1N y esterilizado a 1.2 kg/cm² durante 15 minutos. Una vez que los medios de cultivo estuvieron esterilizados, se procedió a sembrar el material vegetativo en frascos Gerber que contenían 15 ml de medio de cultivo.

Las variables analizadas fueron: a) porcentaje de sobrevivencia de explantes, y b) brotación de yemas axilares en un período de 30 días de cultivo. El diseño experimental utilizado fue completamente al azar con ocho tratamientos y cuatro repeticiones. Cada repetición consistió de un frasco Gerber con cuatro explantes.

Multiplicación

Para el inicio de esta segunda etapa, en ambas selecciones se usó únicamente el medio de Almehdi y Parfitt (1986) en estado sólido, en función de los resultados que se obtuvieron en la etapa de establecimiento del cultivo con la S-66. Para estudiar el efecto de BAP en esta etapa, se partió de yemas axilares brotadas *in vitro*, que se cultivaron previamente en un medio suplementado con la misma cantidad de reguladores de crecimiento que en el establecimiento. Esta etapa tuvo un tiempo de duración de 60 días, incluyendo un subcultivo a los 30 días, en un medio similar a su correspondiente en cada tratamiento.

Los niveles de BAP fueron cuatro: 4, 6, 8, y 10 mg/l, y se incrementaron los niveles de IBA y GA de 0.01 a 0.1 mg/l, tal como se indica en algunas investigaciones en cultivos *in vitro* de especies de *Prunus* (Rosati y Marino (18 y 19), 1979 y 1980). El pH del medio y la cantidad de sacarosa fue igual que en la etapa de establecimiento. Las variables estudiadas fueron: 1) número de brotes adventicios, 2) tasa de multiplicación, 3) peso fresco y 4) longitud del brote más largo. En esta etapa se usó un diseño experimental completamente al azar con arreglo factorial 2 x 4 y con tres repeticiones (Un frasco Gerber como

repetición con cuatro explantes). La variable número de brotes adventicios se sometió a análisis de varianza y a prueba de comparación de medias de Tukey ($P > 0.05$).

Enraizamiento

Para el enraizamiento, en ambas selecciones se partió de brotes adventicios multiplicados *in vitro*, de una longitud de 14 a 15 mm, aproximadamente, que habían estado en cultivo por un período de dos meses en medio AP suplementado con 4 mg/l de BAP, 0.1 mg/l de IBA y 0.1 mg/l de GA₃.

El medio de cultivo para esta etapa de enraizamiento fue también el AP suplementado por una auxina (IBA o ácido naftalenacético (ANA) a 0, 5, 10, 20 ó 40 μ M, según el tratamiento, y 30 g/l de sacarosa, y con menor cantidad de Agar-Agar (0.65%). El pH del medio de cultivo y la esterilización fueron similares a las que se mencionan en las etapas de establecimiento y multiplicación. El tiempo de duración para esta etapa fue de 30 días. Las condiciones de incubación variaron respecto a las anteriores etapas. Todos los tratamientos fueron incubados en oscuridad por un período de dos semanas, tal como se sugiere en algunos informes para la propagación *in vitro* de especies de *Prunus* (Hammerschlag *et al* (8), 1987; Reeves *et al* (17), 1985). Concluido el período de oscuridad, los cultivos fueron puestos en condiciones de luminosidad en aproximadamente 2000 lux, hasta concluir el experimento.

Las variables estudiadas fueron: 1) número de brotes enraizados, 2) número de raíces y longitud de la raíz más larga. El diseño experimental usado fue un completamente al azar con nueve tratamientos y cuatro repeticiones. Cada repetición consistió de un frasco Gerber con cuatro brotes.

RESULTADOS Y DISCUSION

Establecimiento aséptico

La variable número de yemas brotadas fue sometida a análisis de varianza. Los resultados indicaron que no hubo diferencias significativas entre tratamientos, por lo cual se interpretaron con base en porcentajes de sobrevivencia y brotación de yemas axilares (Cuadro 1).

CUADRO 1. PORCENTAJE DE SOBREVIVENCIA Y BROTAION DE YEMAS AXILARES DE DURAZNO, A LOS 30 DIAS DE LA SIEMBRA.

Medio	Sobrevivencia	Medio	Brotación
AP (S)	87.50	AP (S)	75.00
AP (L)	87.50	LS (S)	50.00
BS (L)	62.25	BS (S)	43.75
BS (S)	56.25	AP (L)	37.50
LS (S)	56.25	MS (L)	25.00
MS (L)	43.75	MS (S)	25.00
LS (L)	37.50	BS (L)	18.75
MS (S)	25.00	LS (L)	12.50

Promedio de cuatro repeticiones por tratamiento, considerando como repetición a un frasco Gerber con cuatro explantes.

(L) : Líquido

(S) : Sólido

Podría decirse que el medio AP resultó superior a los demás medios probados, ya que permitió un 87.5% de sobrevivencia y 75% de brotación contra 43.75 y 25% del medio MS sólido usado como testigo. Estos resultados son similares a los obtenidos por Almeñdi y Parfitt (1) en 1986, al probar nueve medios básicos para la propagación *in vitro* de patrones de durazno Nemaguard y Lovell, donde resultó superior el medio nutritivo AP sólido. Además, fue notoria la diferencia en la brotación de yemas axilares en ambos estados, siendo por lo general en los medios sólidos donde se produjo mayor brotación, en comparación a los medios líquidos. Esta menor brotación de yemas axilares en los estados líquidos, posiblemente se debió a que durante el período de incubación los cultivos permanecieron estacionarios y no en agitación, tal como lo refirió Murashige (14) en 1974, quien mencionó que un medio líquido en agitación lenta favorece a los cultivos con estructuras organizadas.

Multiplicación

La multiplicación de brotes para la S-66 se logró en el nivel de 4 mg/l de BAP con media de 18.66 brotes por frasco Gerber que contenía cuatro explantes y su tasa de multiplicación de 4.66 brotes, y para la S-50 se alcanzó en el nivel de 6 mg/l de BAP con media de 9.33 brotes y una tasa de multiplicación de 2.66 brotes, tal como se muestra la Figura 1. En el análisis de varianza realizado para

la variable número de brotes se encontró significancia, y en la prueba de comparación de medias de Tukey ($P > 0.05$) se notó que el nivel de 4 mg/l de BAP fue superior a los demás tratamientos. Para la S-50, aunque el tratamiento con 6 mg/l no fue estadísticamente superior a todos los tratamientos, al menos para esta selección fue el mejor (Cuadro 2).

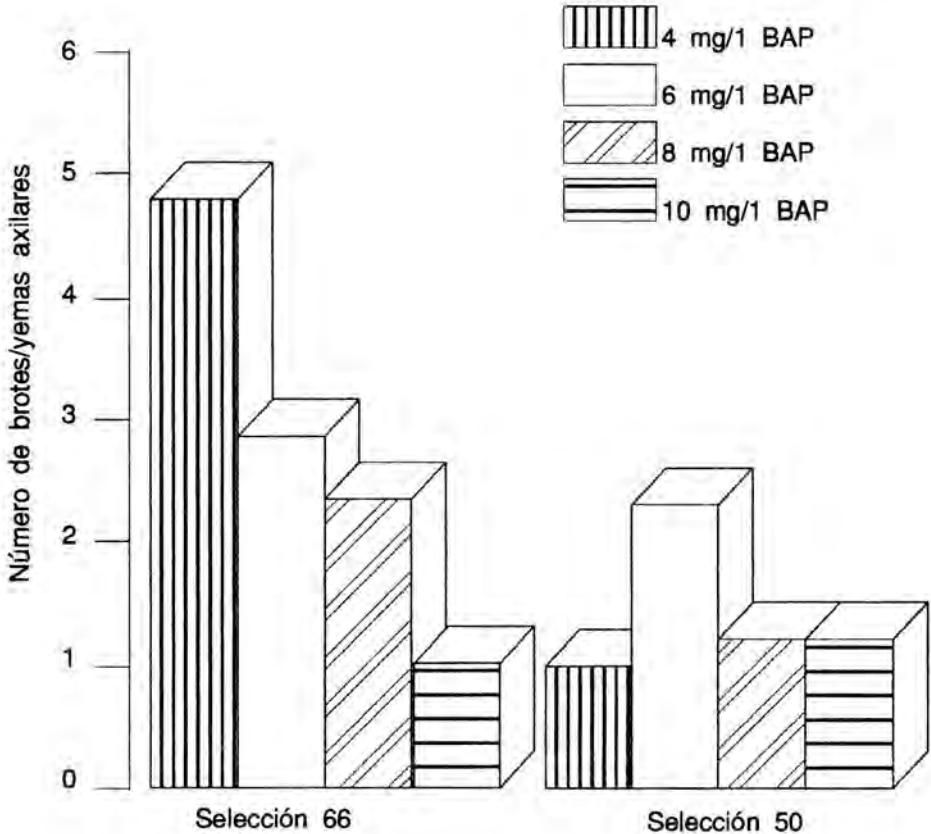


Figura 1. Tasa de multiplicación de brotes en las selecciones de durazno criollo 66 y 50. (El número de brotes incluye la yema original brotada y las yemas adventicias formadas a los 60 días).

CUADRO 2. VALORES MEDIOS PARA LA VARIABLE NUMERO DE BROTES ADVENTICIOS EN LAS SELECCIONES DE DURAZNO CRIOLLO 50 Y 66.

Tratamiento	Selección	Valor Medio (brotes/frasco)
4 mg/l BAP	66	18.66 A
6 mg/l BAP	66	11.66 B
8 mg/l BAP	66	9.66 BC
6 mg/l BAP	50	9.33 BC
8 mg/l BAP	50	4.66 C
10 mg/l BAP	50	4.66 C
4 mg/l BAP	50	4.00 C
10 mg/l BAP	66	4.00 C

DMSH (P >0.05)

Valores con la misma letra son iguales estadísticamente.

Asimismo, el incremento en peso fresco (Figuras 2 y 3) y longitud del brote más largo se alcanzó en estos niveles (Figuras 4 y 5), mientras que en los niveles de 8 y 10 mg/l, la multiplicación y crecimiento de brotes fue limitada. Esta respuesta a la multiplicación de brotes en ambas selecciones, encontrada con diferentes niveles de BAP, puede explicarse por la diferencia genotípica existente entre estas dos selecciones, según lo consignado por Norton y Boe (1982), quienes mencionaron que la multiplicación depende de la especie y cultivar con que se trabaje y su requerimiento de BAP va a estar en función de éstas. Asimismo, se han observado diferencias de requerimientos de BAP exógena en otros cultivares, tal como lo informaron Scorza y Cordts (20) en 1989 para Compact Redhaven y Redhaven, donde su multiplicación ocurre con BAP 30 y 10 µM (6.45 y 2.15 mg/l, respectivamente) y con una tasa de multiplicación de 2 para Redhaven y 4.9 brotes por yema para Compact Redhaven.

Las altas concentraciones de BAP (8 y 10 mg/l) afectaron la tasa de multiplicación, debido a que los brotes presentaron necrosis de hojas e incluso de puntas apicales del brote, tal como lo indicó Hammershlag (1982), quien mencionó que los niveles altos de BAP indujeron necrosis del tallo en yemas de durazno.

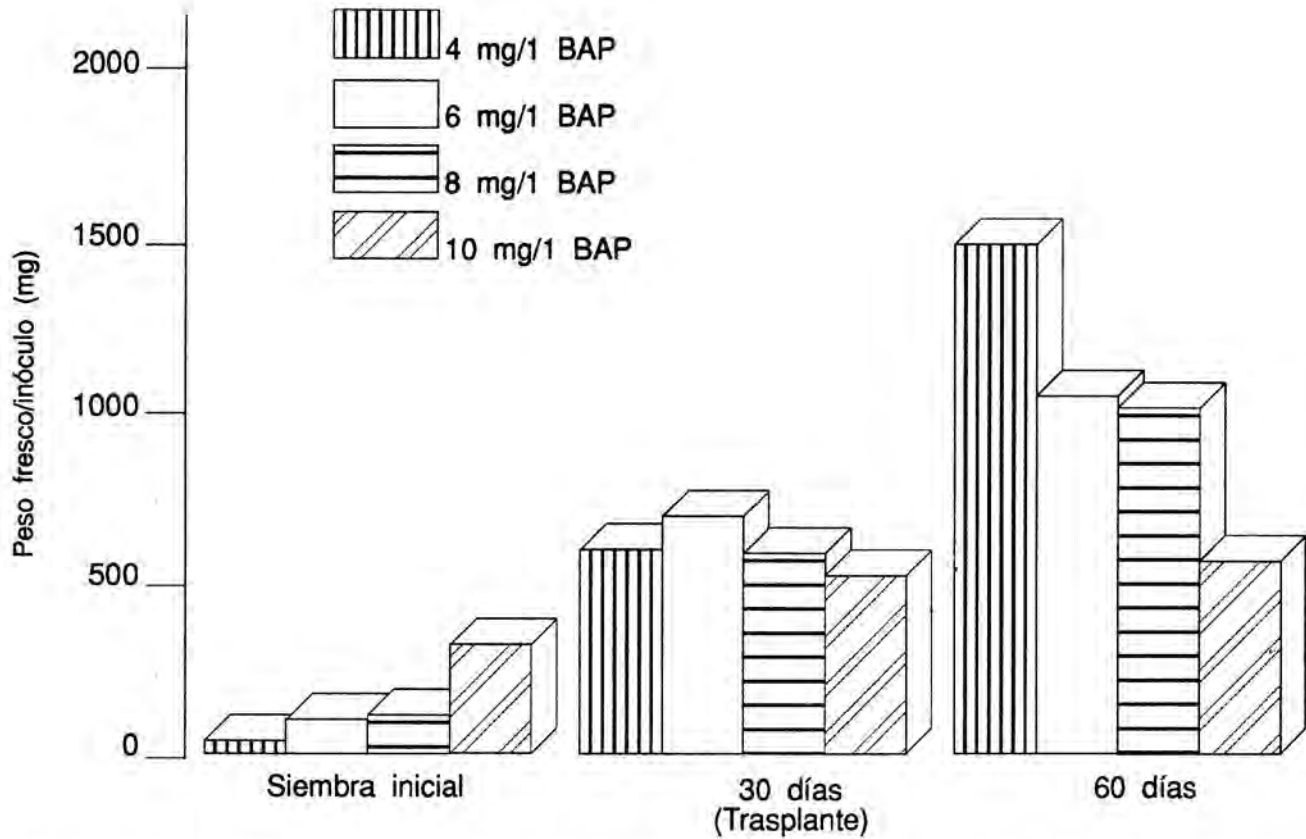


Figura 2. Peso fresco de yemas de durazno criollo selección 66, para la etapa de multiplicación a los 30 y los 60 días de la siembra, incluyendo un trasplante a medio fresco a los 30 días.

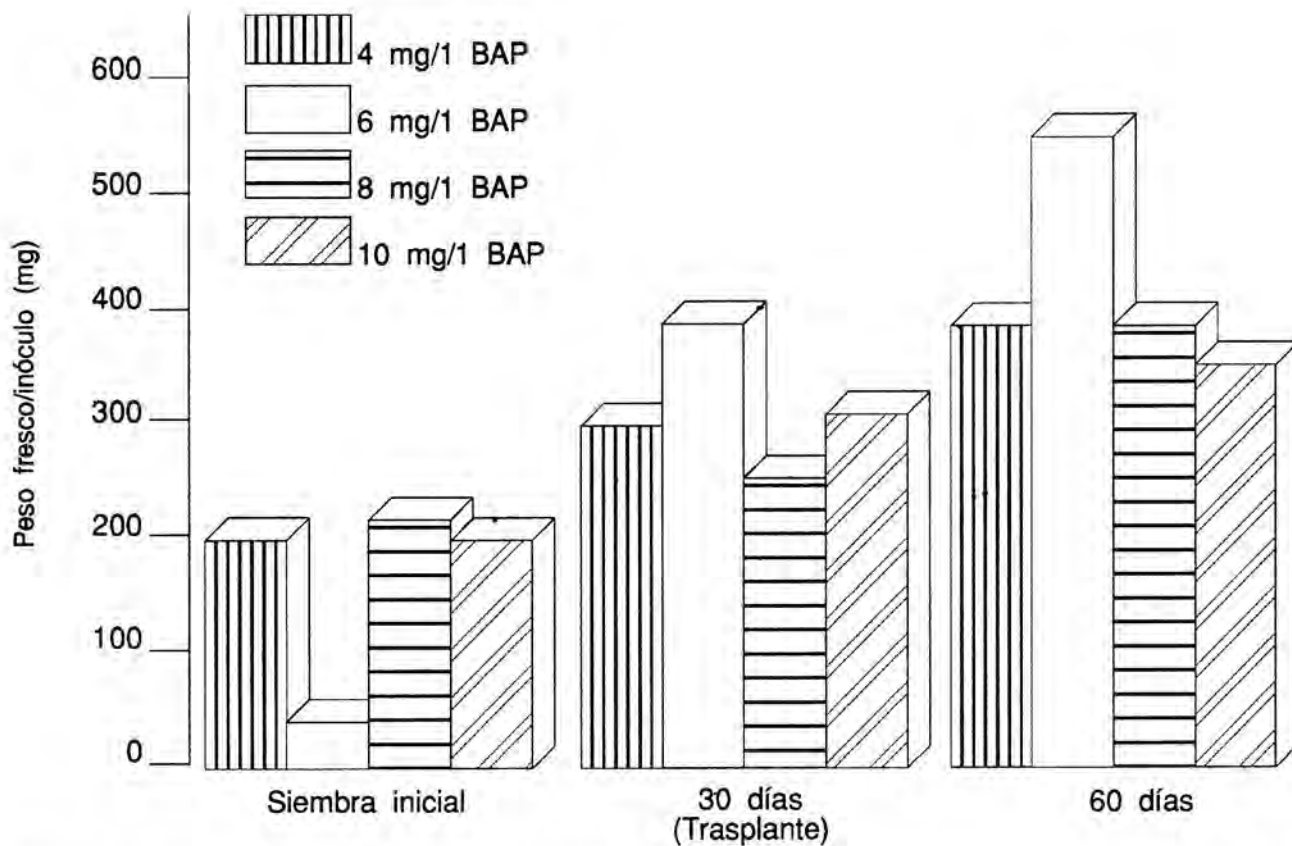


Figura 3. Peso fresco de yemas de durazno criollo selección 50, para la etapa de multiplicación a los 30 y los 60 días de la siembra, incluyendo un trasplante a medio fresco a los 30 días.

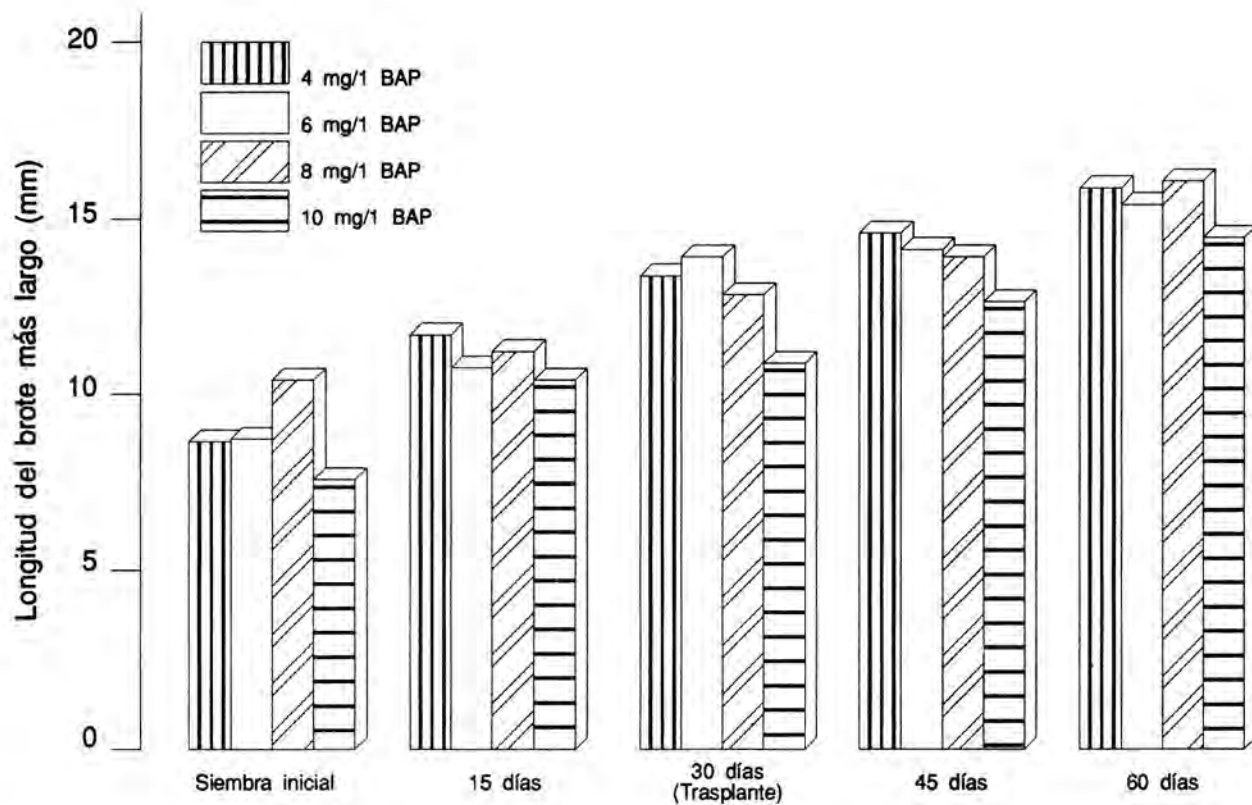


Figura 4. Longitud del brote más largo par la etapa de multiplicación de brotes de durazno criollo selección 66, durante 60 días incluyendo un trasplante a medio fresco a los 30 días.

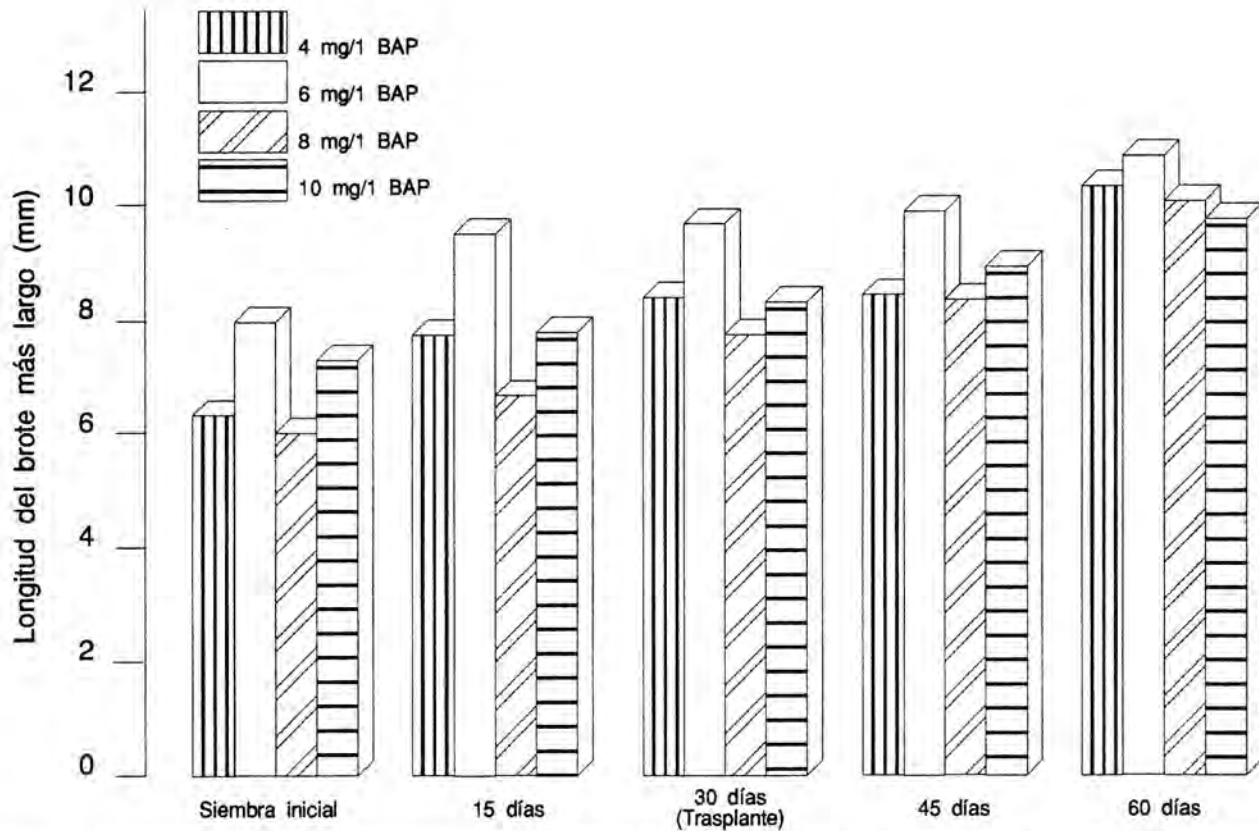


Figura 5. Longitud del brote más largo para la etapa de multiplicación de brotes de durazno criollo selección 50, durante 60 días incluyendo un trasplante a medio fresco a los 30 días.

Enraizamiento

Para la variable número de brotes enraizados y con la S-66, el enraizamiento se presentó en tres tratamientos de IBA y dos de NAA, teniendo mejor respuesta en el nivel de 20 μ M de IBA. En el análisis de varianza se observó que existieron diferencias entre tratamientos. La prueba de comparación de medias de Tukey ($P > 0.05$) se presenta en el Cuadro 3.

CUADRO 3. VALORES MEDIOS DE LOS NIVELES DE AUXINA EN DURAZNO CRIOLLO SELECCION 66.

Tratamiento	Valor medio
20 μ M IBA	3.00 A
40 μ M IBA	2.50 AB
10 μ M NAA	1.75 B
5 μ M NAA	1.50 B

DMSH $P > 0.05$

Valores con la misma letra son iguales estadísticamente.

Según se observa, los tratamientos con 20 y 40 μ M de IBA (4.06 y 8.12 mg/l, respectivamente) son iguales estadísticamente, y este último es igual a los tratamientos con 5 y 10 μ M de NAA (0.93 y 1.86, respectivamente).

En la S-50 únicamente tres de los nueve tratamientos mostraron enraizamiento, y de éstos solamente dos se consideró pertinente analizar, debido a que un tratamiento presentó sólo dos brotes enraizados. El análisis fue hecho con base en una prueba de "t" de Student. Los resultados mostraron que la $t_c = 3.9494$ fue ligeramente superior a la $t_t = 3.182$, por lo cual se concluyó que existen diferencias entre los tratamientos, siendo superior el tratamiento con 10 μ M de NAA con una media de 2.25, seguido del tratamiento con 5 μ M de NAA con media de 1.5 brotes enraizados.

Los resultados con respecto a las variables número de raíces y longitud mayor para ambas selecciones se muestran en el Cuadro 4, donde se aprecia que la S-66 se mostró casi idéntica a la S-50 en cuanto a número de raíces; sin embargo, en longitud y porcentaje de enraizamiento fue superior la S-50. Fue evidente la diferente respuesta en las dos selecciones, la S-66 respondió al IBA y la S-50 al NAA, coincidiendo así con informes previos (Hammerschlag (7),

1982; Hammerschlag *et al* (8), 1987; Scorza y Cordts (20), 1989) donde se menciona que entre especies y cultivares existen diferencias en requerimientos exógenos de hormonas durante el enraizamiento *in vitro*, tal como se observó en las selecciones 66 (de floración tardía) y 50 (de floración intermedia). Además, el enraizamiento está posiblemente influenciado bajo algún grado de regularización por los genes que controlan el tiempo de maduración del fruto, y así, los diferentes niveles de reguladores exógenos de crecimiento son necesarios para un enraizamiento óptimo (Hammerschlag *et al* (8), 1987).

CUADRO 4. NUMERO DE RAICES, LONGITUD ALCANZADA Y PORCENTAJE DE ENRAIZAMIENTO EN LAS SELECCIONES 66 Y 50 A LOS 30 DIAS DE CULTIVO.

Selección Auxina ($\mu\text{M}/\text{l}$)	No. raíces ¹	Longitud (mm) ¹	Porcentaje
66 IBA (20)	4.75	168.0	75.0
50 ANA (10)	4.50	15.5	56.25

¹ Promedio de cuatro repeticiones.

CONCLUSIONES

Con base en el material y metodología empleados en cada una de las etapas del presente trabajo, se puede concluir lo siguiente:

1. En la etapa de establecimiento de yemas axilares, el medio más adecuado fue el de Almehdi y Parfitt (1986) en estado sólido, ya que permitió mayor sobrevivencia y brotación de yemas axilares de durazno en la selección 66 a los 30 días.
2. Para etapa de multiplicación de yemas axilares, la selección 66 de floración tardía mostró la mejor respuesta a una concentración de 4 mg/l de BAP, con una tasa de multiplicación de 4.66 brotes por yema.
3. La selección 66 no mostró dificultad para enraizar, obteniéndose la mejor respuesta en una concentración de 20 μM de IBA con un 75% de enraizamiento a los 30 días. La selección 50 presentó dificultad, siendo muy limitado.

4. Existe la posibilidad de propagar plantas de durazno de la selección 66, pero no de la selección 50, la cual presenta problemas de enraizamiento.

LITERATURA CITADA

1. Almehdi, A.A. and D. E. Parfitt. 1986. *in vitro* propagation of peach. I. Propagation of "Lovell" and "Nemaguard" peach rootstocks. *Fruit Varieties J.* 40: 12-17.
2. Díaz, H. D., J.M. Jaime, and W.B. Sherman. 1986. Apple and peach production in warm climates of Northwest México. *Fruit Varieties J.* 40: 121-125.
3. Druart, P. 1980. Plantlet regeneration from root callus of different *Prunus* species. *Scientia Hort.* 12: 339-342.
4. Gamborg, O.L., R.A. Miller, and K. Ojima. 1968. Nutrient requirements of suspension cultures of soybean root cells. *Exp. Cell. Res.* 50: 151-158.
5. Gutiérrez, A.F. 1989. *Observación de diez selecciones de durazno criollo Prunus persica y el material Jardines. In: Anónimo (1989). Resúmenes de la segunda reunión científica forestal y agropecuaria de Aguascalientes, Ags. , SARH, INIFAP, México. 107 p.*
6. Hedrich, M.C. 1977. Differentiation of cultivated leaf discs of *Prunus mahaleb*. *Acta Hort.* 78: 117-181.
7. Hammerschlag, F.A. 1982. Factors affecting establishment and growth of peach shoot tips *in vitro*. *Hort Science* 17: 85-86.
8. _____, G.R. Baughan, and R. Scorza. 1987. Factors influencing *in vitro* multiplication and rooting of peach cultivars. *Plant Cell Tissue Organ Cult.* B: 235-242.
9. Jones, P.P., C.A. Pontikis, and M.E. Hopgood. 1979. Propagation *in vitro* of five apple scion cultivars. *J. Hort. Sci.* 54: 155-158.
10. Linsmair, E.M. and F. Skoog. 1965. Organic growth factors requirements of tobacco tissue cultures. *Physiol. Plant.* 18: 100-127.
11. Matsuta, N., Hirabayashi and T. Akihama. 1983. Plantlet formation from leaf callus of *Prunus lannesiana* Wills. *Japan J. Breed.* 33: 484-486.
12. _____ and S. Yamaki. 1988. *Callus induction from leaf discs of stone fruits (Prunus spp).* Fruit Tree Research Station (Ministry of Agriculture, Forestry and Fisheries). Serie A. No. 15. 30 p.
13. Monsella, C.L., J.J. Macheix et R. Jonard. 1980. Les conditions du micro bouturage *in vitro* du pecher (*Prunus persica* Batsch). Influences combinées des substances de croissance et de divers composés phénoliques. *Physiol. Veg.* 18: 597-608.
14. Murashige, T. 1974. Plant propagation through tissue cultures. *Ann. Rev. Plant. Physiol.* 25: 135-166.

15. _____ and F. Skoog. 1962. A revised medium rapid growth and bioassays with tobacco tissue cultures. *Physiol. Plant.* 15: 473-497.
16. Navatel, J.C. G. Varachaud and A. Savio. 1983. *Multiplication in vitro des porte-greffes Saint-Julien INRA GF 655-2 et merisier F 12. 1. Etude technique et économique des conditions de production.* 3er Colloque sur les recherches fruitières Bordeaux. p. 253-272.
17. Reeves, W.D., G.A. Couvillon, and B. D. Horton. 1985. Effect of gibberellic acid (GA₃) on elongation and rooting of "St. Julien A" rootstock *in vitro*. *Scientia Hort.* 26: 253-259.
18. Rosati, P. et G. Marino 1979. Micropropagazione del protaini nesti degli Alberti da frutto. Nota I: Micropropagazine di quattro portainnesti el pesco. Consiglio Nazionale delle Ricerche. Centro di Studio per la Tecnica Frutticola-Bologna. Pubblicazione No. 141. p. 151-165.
19. _____, _____ 1980. *Micropropagazione dei porta innestidegli Alberi da frutto. Nota III. Micropropagazione di due cloni di susino port innesti del pesco.* Centro di Studi per la Tecnica Frutticola del CNR Bologna. Pubblicazione No. 157, p. 237-242.
20. Scorza, R. and J.M. Cordts. 1989. Differential sensitivity "Compact Redhaven" and "Redhaven" peach shoot tips to BA *in vitro*: *Hortsciencie* 24 (2): 334-336.
21. Zimmerman, H.R. 1986. *Propagation of fruit, nut and vegetable crops Over vien.* In: R. H. Zimmerman, R.J. Griesbach, F. A. Hammerschlag and R. H. Lawson (eds) *Tissue Culture crops.* Belsville, Martinus Nijhoff Publisher. Dor drecht. p. 183-199.
22. Zuccherelli G. 1979. *Primirisultati de la moltiplicazione in vitro di alcune varietà di ciliegio dolce (Prunus avium L.)* Laboratorio per la moltiplicazione *in vitro* della piante ortoflorofrutticole della Centrale ortofrutticola di Cesena. p. 167-171.

AGRADECIMIENTOS

Agradecemos al Consejo del Sistema Nacional de Educación Tecnológica (COSNET) por el financiamiento parcial para realizar la presente investigación. Asimismo, agradecemos al Centro de Investigaciones Forestales y Agropecuarias de Aguascalientes, Ags., que por medio del Programa de Fruticultura a cargo del Ing. M.C. Francisco Gutiérrez Acosta, proporcionó el material vegetativo de las selecciones criollas de durazno.