

## Callogénesis *in vitro* de durazno (*Prunus persica* L.) var. Huayco rojo a partir de explantes foliares

*In vitro* callogenesis of peach (*Prunus persica* L.) var. Huayco rojo from leaf explants

 Angel David Hernández-Amasifuen<sup>1\*</sup>  Anthony Apolinario Cortez-Lázaro<sup>1</sup>  
 Alexis Argüelles-Curaca<sup>1</sup>  Hermila Belba Díaz-Pillasca<sup>1</sup>

<sup>1</sup>Universidad Nacional José Faustino Sánchez Carrión, Huacho (Perú)

\*Autor de correspondencia: Universidad Nacional José Faustino Sánchez Carrión, Av. Mercedes Indacochea N° 609, Huacho, Huaura, Lima, Perú.  
adhernandz@hotmail.com

Recibido: 04 de junio de 2020  
Aprobado: 18 de junio de 2021  
Publicado: 28 de octubre de 2021

Editor temático: Andrés Cortes (Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria [AGROSAVIA])

Para citar este artículo: Hernández-Amasifuen, A. D., Cortez-Lázaro, A. A., Argüelles-Curaca, A., & Díaz-Pillasca, H. B. (2022). Callogénesis *in vitro* de durazno (*Prunus persica* L.) var. Huayco rojo a partir de explantes foliares. *Ciencia y Tecnología Agropecuaria*, 23(1), e2032.  
[https://doi.org/10.21930/rcta.vol23\\_num1\\_art:2032](https://doi.org/10.21930/rcta.vol23_num1_art:2032)

**Resumen:** En la actualidad el durazno (*Prunus persica* L.) es de gran importancia económica para el Perú debido al incremento anual de sus exportaciones, siendo la variedad Huayco rojo el de mayor producción y exportación por presentar un agradable sabor y gran aceptación en el mercado exterior. En la búsqueda de expandir las áreas de este cultivo se han realizado estudios de multiplicación empleando métodos biotecnológicos como la micropropagación *in vitro*, pero se han presentado problemas con esta especie por ser de comportamiento recalcitrante. El objetivo de esta investigación fue desarrollar una metodología eficiente de inducción de callos *in vitro* en durazno variedad Huayco rojo a partir de hojas como alternativa para obtener mayor número de clones de mejor calidad y productividad. Inicialmente se determinó la concentración de hipoclorito de sodio (NaClO) que permita mayor desinfección y menor daño a los explantes de hojas de durazno. Posteriormente los explantes fueron cultivados en medio Murashige y Skoog (MS) adicionado con tratamientos de 2,4-D (ácido 2,4-diclorofenoxiacético) y agua de coco en diferentes concentraciones. Se indujeron callos *in vitro* de durazno variedad Huayco rojo a partir de hojas, obteniendo 100 % de inducción de callos empleando a partir de 1 mg/L de 2,4-D más 50 mL/L de agua de coco. Finalmente, los resultados de esta investigación permiten recomendar el uso de 2,4-D y agua de coco en la inducción del proceso de callogénesis en durazno variedad Huayco rojo.

**Palabras clave:** biotecnología, callo, floración inducida, hojas, órganos vegetativos de las plantas, tejido, tejido vegetal

**Abstract:** Peach (*Prunus persica* L.) currently has great economic importance for Peru, increasing its export every year, where the red Huayco variety have the highest production and export due to its pleasant taste and great acceptance in the foreign market. In the search to expand the areas of this crop, multiplication studies have been carried out using biotechnological methods such as *in vitro* micropropagation, but there have been problems with this species because they are recalcitrant. Therefore, within the alternatives to obtain a greater number of clones of great quality and productivity, this research work aimed to develop an efficient methodology for induction of *in vitro* calluses in red Huayco peach variety from leaves. First determining the concentration of sodium hypochlorite that allows to obtain greater disinfection and less damage to the peach leaf explants, Later the explants were introduced in MS culture media added with 2,4-D (2,4-dichlorophenoxyacetic acid) treatments and coconut water in different concentrations. Inducing *in vitro* calluses in red Huayco peach variety from leaves, obtaining 100% callus induction using from 1 mg/L of 2,4-D plus 50 mL/L of coconut water. Finally, the results of this research allow us to recommend the use of 2,4-D and coconut water in the induction of the callogenesis process in *P. persica* variety Huayco rojo.

**Keywords:** biotechnology, callus, induced flowering, issue, leaves, plant tissues, plant vegetative organ



## Introducción

El durazno (*Prunus persica* L.) pertenece a la familia Rosaceae, se trata de un árbol caducifolio de porte pequeño, su fruto es una drupa de gran tamaño. Este fruto siempre ha presentado un gran valor a nivel mundial, pero actualmente es de gran importancia económica para el Perú, por presentar cada año una mayor exportación (Alza et al., 2000; Aquino, 2009; Herrera, 2016). Dentro de los factores que impiden su óptima producción, se encuentran enfermedades como gomosis (*Botryosphaeria dothidea*) (Olmstead et al., 1995), ataque de plagas como el ácaro araña roja (*Tetranychus urticae*) (Goldhamer et al., 2002), o el comportamiento recalcitrante de su semilla en la cual dichas semillas no pueden ser llevadas a proceso de secado, son sensibles a la temperatura y no pueden guardarse por mucho tiempo (Pedro et al., 2007). Por esto, han surgido planes de mejoramiento de este cultivo, mediante la multiplicación de forma vegetativa realizada mediante injerto de yema o plumas, omitiéndose el proceso de siembra de la delicada semilla (Quispe, 2016; Vargas, 2018).

En Perú la producción de durazno no se desarrolla a gran escala como si lo realiza su competidor principal Chile, quien es el primer exportador en Latinoamérica y cuarto a nivel mundial. No obstante, el clima y el suelo, aptos para la adecuada producción de este cultivo, benefician la producción anual de durazno en Perú (Atoccsa, 2015). El durazno en el mundo es uno de los frutos más industrializados por su consumo ya sea en conservas, mermeladas, jugos y secos (Herrera, 2016). En los últimos años el Perú ha crecido en la importación del durazno llegando a 1.168 toneladas, por lo que entidades nacionales y privadas se han visto implicadas en planes de mejoramiento, para impulsar y satisfacer el mercado y la industria ante demandas de frutos grandes, variedades altamente productivas, con el color de piel rojo extensa, el color de pulpa amarilla o blanca, la forma del fruto redondo y muy firme, y con retraso en el ablandamiento (Alza, 2000; Becerra, 2017).

Dentro de las variedades de durazno con mayor potencial productivo para exportación se tiene la variedad Huayco Rojo, que en comparación con otras variedades tiene una gran ventaja en el mercado exterior por su agrado y Perú es el único país en producirlo. Sin embargo, no se abastece la demanda externa, lo que deja oportunidad para una mayor producción, ya que países como Rusia y Alemania importan el durazno peruano para completar su demanda. Las regiones con mayor producción de durazno son Ancash, Ayacucho, Abancay y Lima con un total de 5.900 hectáreas (Aquino, 2009; Becerra, 2017; Herrera, 2016). De tal manera, se viene promoviendo el incremento de las áreas de cultivo con variedades de alto rendimiento, mediante la propagación clonal de las mejores plantas empleando las técnicas biotecnológicas como el cultivo de tejidos vegetales *in vitro* (Calva & Pérez, 2005; Hernández et al., 2019).

La micropropagación a partir de yemas axilares es una técnica utilizada en cultivos de importancia económica, empleando medios de cultivo con agentes específicos; hormonas, minerales, vitaminas, fuentes de carbono y agentes gelificantes en condiciones controladas de temperatura, humedad y luz (Orellana, 1998, Pineda et al., 2021). En este proceso las hormonas o reguladores de crecimiento juegan un papel importante, debido a que su adición en los medios de cultivo puede inducir a generación de nuevos brotes, raíces, así como a la formación de callos y/o embriones somáticos (Argüelles et al., 2020, Delgado & Hoyos, 2016; Hernández-

Amasifuen et al., 2021). Las especies del género *Prunus* presentan inconvenientes en condiciones *in vitro* como la frecuencia de oxidación de los explantes, la presencia de inhibidores de crecimiento y la dificultad de enraizamiento (Azpeitia et al., 1963; Cabrera, 2003; Guevara et al., 2016). Por tanto el durazno se considera de comportamiento recalcitrante, dificultando su propagación *in vitro* (Arab et al., 2014; Battistini & De Paoli, 2002; Onofre, 2015).

Dentro de las alternativas se ha propuesto obtener callos con capacidad embriogénica estable. El presente trabajo de investigación tuvo como objetivo desarrollar una metodología eficiente de inducción de callos *in vitro* en durazno variedad Huayco rojo a partir de hojas.

## Materiales y métodos

El trabajo de investigación se realizó en el Laboratorio de Biotecnología Vegetal de la Universidad Nacional José Faustino Sánchez Carrión (Huacho, Huaura, Lima, Perú).

### Desinfección del material vegetal

Se utilizaron como explantes hojas jóvenes de plantas de durazno variedad Huayco rojo de 55 días de edad, mantenidas con iluminación y temperatura en condiciones de laboratorio (fotoperiodo 16 horas luz/8 horas oscuridad y temperatura de 25 °C). Los explantes fueron lavados con detergente comercial y agua corriente, enjugándose hasta retirar toda presencia de partículas. Posteriormente se trasladó el material vegetal a la cámara de flujo laminar para continuar con el proceso de desinfección, en alcohol al 70 % por 1 minuto, luego se sometieron a diferentes tratamientos con NaClO (tabla 1) con una gota de Tween 20, durante 10 minutos en cada uno de los tratamientos. Transcurrido el tiempo de inmersión, se realizaron tres enjuagues con agua destilada estéril para eliminar los restos de hipoclorito. Finalmente, las hojas se cortaron en segmentos de aproximadamente 10 mm<sup>2</sup> y se colocaron cinco explantes por medio de cultivo previamente esterilizado. El medio de cultivo base fue Murashige & Skoog (MS) (Murashige & Skoog, 1962) a la mitad de su concentración, adicionado con sacarosa al 3 % y agar al 0,7 % como agente gelificante, a un pH ajustado de 5,7 ± 0,1. Los tratamientos se mantuvieron durante 14 días en cámara de incubación para evaluar el porcentaje de contaminación y oxidación. Las condiciones de la cámara de incubación fueron: oscuridad total y temperatura de 25 °C.

**Tabla 1.** Tratamientos para la desinfección de hojas de durazno

Tratamiento	Concentración de NaClO (%)
T1	1
T2	1,5
T3	2
T4	2,5

Fuente: Elaboración propia

### Inducción a callogénesis

Para la inducción de callos se cultivaron, en placas de Petri, cinco explantes tratamiento (tabla 2) siendo estos la combinación de tres de ácido 2,4–diclorofenoxiacético y tres concentraciones de agua de coco (tabla 2); se consideró un testigo absoluto sin 2,4-D ni agua de coco. Todos los tratamientos se mantuvieron en cámara de incubación a 25 °C en completa oscuridad, durante 35 días.

**Tabla 2.** Tratamientos para la inducción de callos en hojas de durazno

Tratamiento	2,4-D (mg/L)	AC (ml/L)
T1	0	0
T2	0,5	0
T3	1	0
T4	1,5	0
T5	0,5	50
T6	1	50
T7	1,5	50
T8	0,5	100
T9	1	100
T10	1,5	100

2,4-D = 2,4-diclorofenoxiacético; AC = Agua de coco

Fuente: Elaboración propia

### Diseño experimental y análisis estadístico

Se utilizó el diseño completamente al azar (DCA), los datos se analizaron con el programa estadístico R, (versión 3.6.2) R Core Team, 2021. Se emplearon 15 placas por tratamiento, siendo la unidad experimental una placa con cinco explantes. En el proceso de desinfección de explantes se evaluó el porcentaje de contaminación y oxidación, mientras que en la inducción a callogénesis se evaluó el porcentaje de inducción de callos en los explantes. Se utilizó análisis de varianza (ANVA) y las diferencias entre las medias se determinaron mediante prueba de Tukey ( $p \leq 0,05$ ).

## Resultados

### Desinfección del material vegetal

Se logró la desinfección de hojas de durazno con el uso de NaClO. Los mejores resultados se obtuvieron con el tratamiento T3 (2 % de NaClO) con 0 % de contaminación y 0 % de oxidación de las hojas, seguido del T4 con 0 % de contaminación, pero presentó 7 % de oxidación (tabla 3). Los tratamientos restantes presentaron contaminación correspondiente a hongos filamentosos, los cuales no fueron identificados.

**Tabla 3.** Efecto del hipoclorito de sodio en la desinfección superficial de hojas de durazno

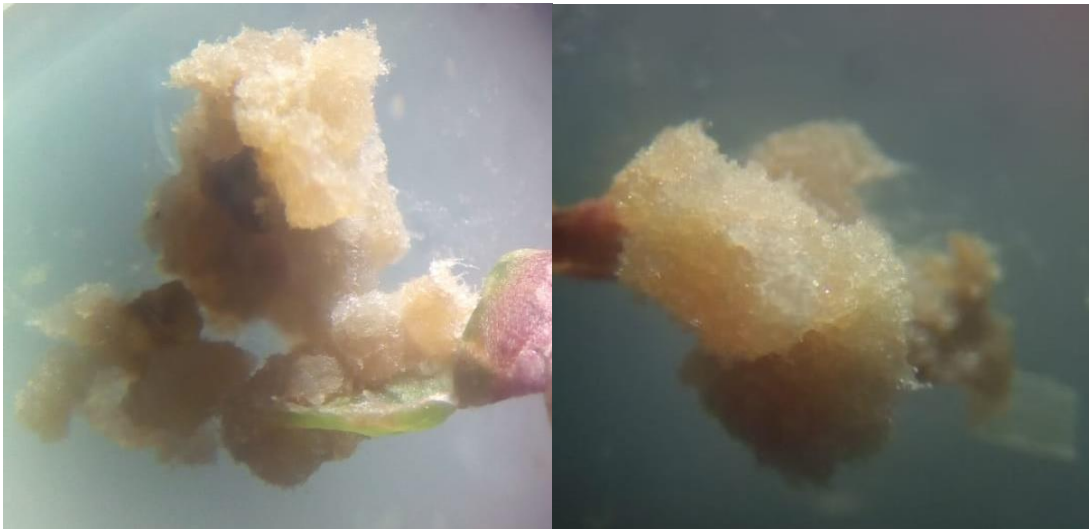
Tratamiento	NaClO (%)	Contaminación (%)	Oxidación (%)
T1	1	41 a	0 b
T2	1,5	13 b	0 b
T3	2	0 c	0 b
T4	2,5	0 c	7 a

Medias con letras distintas por columnas difieren significativamente mediante prueba de Tukey ( $p < 0,05$ ).

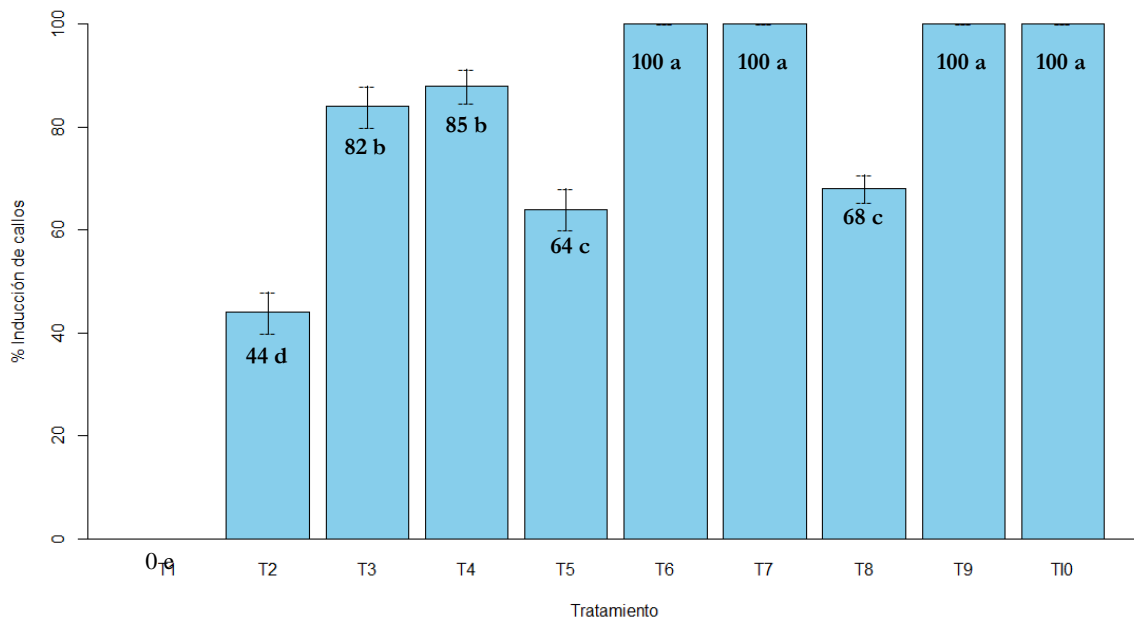
Fuente: Elaboración propia

### Inducción a callogénesis

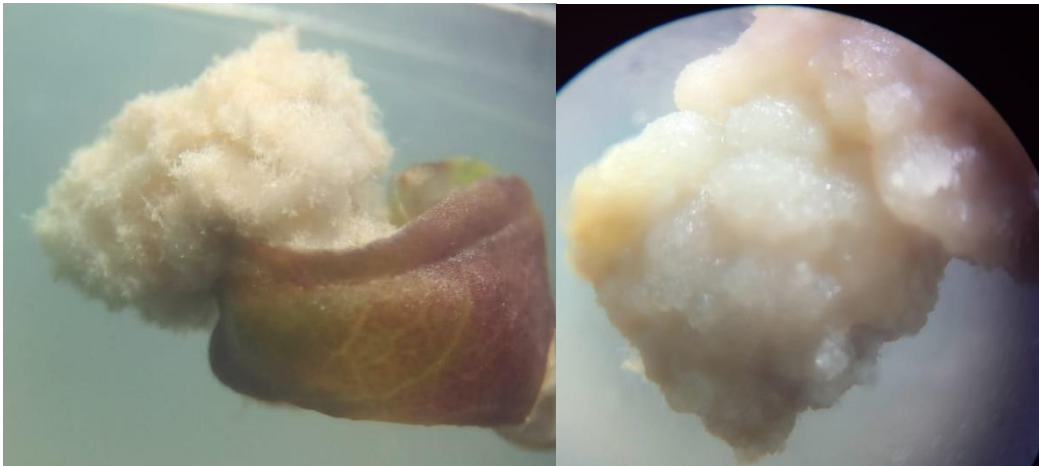
Todos los tratamientos adicionados con reguladores de crecimiento indujeron callos de durazno a partir de hojas (figura 1); se obtuvieron los mejores resultados con el empleo de 1,0 y 1,5 mg/L de 2,4-D junto con 50 y 100 mL/L de agua de coco, no encontrándose diferencia significativa entre estos cuatro tratamientos en el porcentaje de inducción de callos (figura 2). Se observó diferencia en la textura y color de los callos formados, de los cuales tuvo predominancia los de tonalidad amarilla (figura 3).



**Figura 1.** Proliferación de callos friables a partir de hojas de durazno variedad Huayco rojo  
Fuente: Elaboración propia



**Figura 2.** Porcentaje de inducción de callos *in vitro* a partir de hojas de durazno  
Medias con letras distintas difieren significativamente mediante prueba de Tukey ( $p < 0,05$ )  
Fuente: Elaboración propia



**Figura 3.** Diferencia entre texturas de callos inducidos a partir de hojas de durazno variedad Huayco rojo

Fuente: Elaboración propia

## Discusión

El método de empleo de NaClO al 2 % en la desinfección de hojas de durazno permitió obtener explantes libre de contaminación con microorganismos, lo cual es muy importante en el establecimiento *in vitro* conjuntamente con obtener el menor daño posible de los explantes (Roca & Mroginski, 1991). Se debe tener en consideración que el hipoclorito de sodio tiene capacidad antibacteriana y antifúngica, debido a que el cloro inhibe la actividad enzimática de la membrana citoplasmática de las bacterias y hongos, afectando el metabolismo celular (Estrela et al., 2002; Fukuzaki, 2007).

No se observaron explantes oxidados con el tratamiento T3 (NaClO 2 %). Este resultado favorable podría estar relacionado con las condiciones previstas para el explante, a parte de la concentración y tiempo de exposición en la solución de NaClO, se podría incluir la edad de los explantes, el medio de cultivo y la incubación en oscuridad. Tal como describe Azofeifa (2009), que dentro de las estrategias de reducir la oxidación de los explantes se debe considerar emplear hojas jóvenes, la concentración de las sales del medio de cultivo debe encontrarse a la mitad de su concentración y mantener los explantes en completa oscuridad.

Se logró inducir a la formación de callos a partir de hojas de durazno, empleando 2,4-D y agua de coco en diferentes concentraciones en los medios de cultivos empleados, esto se debe a que los explantes en presencia de reguladores de crecimiento exógenos (o en algunos casos endógenos) presenta un cambio en su metabolismo celular, iniciando una división celular acelerada, dando lugar a la dediferenciación celular, formando un tejido de células no especializadas llamado callo, el cual puede seguir creciendo, pero este proceso puede ser interrumpido para iniciar organogénesis o embriogénesis, potencialmente para la regeneración de la planta (George et al., 2008).



El agua de coco adicionado en los medios de cultivo con 2,4-D aumentó significativamente el porcentaje de inducción de callos, esto puede estar relacionado a la presencia de azúcares, vitaminas y reguladores de crecimiento (variadas concentraciones) como algunos de sus componentes del endospermo líquido del fruto del coco (George et al., 2008). Muchos autores han empleado el agua de coco en combinación de otras hormonas en la inducción de callos, como Efe (2005), empleando agua de coco para inducir callos en óvulos de *Gossypium hirsutum* y *Gossypium barbadense*, obtenido buenos resultados. Mientras que Islam y Bari (2012), emplearon el agua de coco juntamente con 2,4-D en la inducción de callos a partir de hipocótilos de *Jatropha curcas*, obteniendo callos friables de color verde a partir del séptimo día en el medio de inducción. Por otra parte, Naznee et al. (2014), obtuvieron mayor respuesta de callogénesis en segmentos nodales de *Tinospora cordifolia* empleando agua de coco en medio MS, en concentraciones de 50 y 100 mL/L.

El porcentaje de inducción de callos en hojas de durazno fue superior a los obtenidos por Pérez-Jiménez et al. (2013), quienes lograron 53 % de inducción de callos a partir de hojas de durazno empleando medio de cultivo MS al 100 % de su concentración adicionado con 1,2 mg/L de 2,4-D y 1,0 mg/L de Kinetina. Estos resultados superiores pueden ser efecto de la concentración de las sales MS, ya que en el presente trabajo se empleó a la mitad de su concentración. Esto confirmaría también la evaluación de Feeney et al. (2007), quienes también evaluaron el efecto de la concentración de las sales basales MS sobre la inducción de callos, y concluyeron que se obtienen mejores resultados en callogénesis al emplear el medio basal a la mitad de su concentración. Además, Feeney et al. (2007), evaluaron el efecto de inducción de callos de tres medios basales: Woody Plant Medium (WPM), MS, ½ MS, adicionado con 6-Bencilaminopurina (BAP) en dos variedades de cerezo (*Prunus avium* L.), obteniendo en la variedad Lapins 62 % de inducción de callos con medio basal WPM, 62 % con ½ MS, y 53 % con MS; mientras que en la variedad Sweetheart obtuvieron 56 % de inducción de callos con medio basal WPM, 38 % con ½ MS, y 26 % empleando MS. Esto también permite apreciar que existe el efecto por especies del género *Prunus*, razón por la cual se deben buscar las condiciones óptimas para cada especie, debido a que en muchos casos el efecto de los medios depende del genotipo empleado, variando incluso entre variedades o cultivares (Pérez-Tornero & Burgos, 2000).

Finalmente, los resultados de esta investigación permiten recomendar el uso de 2,4-D y agua de coco en la inducción del proceso de callogénesis en *P. persica* variedad Huayco rojo. El protocolo establecido garantiza la disponibilidad de material suficiente y lo más importante, libre de patógenos, bajo condiciones ambientales totalmente controladas, para aplicar técnicas de avanzada para el mejoramiento de este importante cultivo.

## Conclusiones

Se desarrolló una metodología eficiente de inducción de callos *in vitro* en durazno variedad Huayco rojo a partir de hojas, obteniendo 100 % de inducción de callos empleando a partir de 1 mg/L de 2,4-D y 50 mL/L de agua de coco, con énfasis en la influencia del agua de coco en la inducción de callos, ya que incrementó los porcentajes de inducción en los tratamientos que estuvo presente.



## Descargos de responsabilidad

Todos los autores realizaron aportes significativos al documento y están de acuerdo con su publicación y manifiestan que no existen conflictos de interés en este estudio.

## Referencias

- Alza, M., Villanueva, C., & Alza, J. (2000). El cultivo comercial del durazno, en el mercado internacional de las frutas y en el mercado nacional. Lima, Perú.
- Aquino, F. (2009). *Injerto de yema dormida en cinco variedades precoces de durazno (Prunus persica L.) en la localidad de Tacna* [tesis de pregrado]. Universidad Nacional Jorge Basadre Grohmann, Tacna, Perú. <http://repositorio.unjbg.edu.pe/handle/UNJBG/548>
- Arab, M., Yadollahi, A., Shojaeiyan, A., Shokri, S., & Ghoghah, S. (2014). Effects of nutrient media, different cytokinin types and their concentrations on *in vitro* multiplication of G x N15 (hybrid of almond x peach) vegetative rootstock. *Journal of Genetic Engineering and Biotechnology*, 12(2), 81-87. <https://doi.org/10.1016/j.jgeb.2014.10.001>
- Argüelles, A., Hernández, A., Cortez, A., & Díaz, H. (2020). Calogénesis *in vitro* de paprika (*Capsicum annuum* L.) cv. Papri King a partir de tallos. *Big Bang Faustino*, 9(1), 4-7. <https://doi.org/10.51431/bbf.v9i1.585>
- Atocsa, R. (2015). Aplicación de riego deficitario de secado parcial de la zona de raíces en el cultivo de durazno, mediante el riego por goteo [tesis de pregrado]. Universidad Nacional Agraria La Molina, Perú. <http://repositorio.lamolina.edu.pe/handle/UNALM/924>
- Azofeifa, A. (2009). Problemas de oxidación y oscurecimiento de explantes cultivados *in vitro*. *Agronomía Mesoamericana*, 20(1), 153-175. <https://doi.org/10.15517/am.v20i1.4990>
- Azpeitia, A., Zapata, R., & Nava, A. (1963). Propagación *in vitro* de durazno, *Prunus persica* (L.) Batsch a partir de yemas axilares. *Agricultura Técnica en México*, 19(1), 37-52.
- Battistini, A., & De Paoli, G. (2002). Large scale micropropagation of several peach rootstocks. *Acta Horticulturae*, 592(2), 29-33. <https://doi.org/10.17660/ActaHortic.2002.592.2>
- Becerra, B. (2017). Comercio Internacional y competitividad del durazno fresco peruano 2008-2016 (tesis de pregrado). Universidad César Vallejo, Lima, Perú. <http://repositorio.ucv.edu.pe/handle/UCV/1299>
- Cabrera, A. M. (2003). *Efecto de antioxidantes, desinfectantes, medios de cultivo y reguladores del crecimiento, en la propagación in vitro del cultivo de yemas axilares de melocotón Prunus persica (L.) Batsch var Salcája* [tesis de pregrado]. Universidad de San Carlos de Guatemala, Guatemala. [http://biblioteca.usac.edu.gt/tesis/01/01\\_2045.pdf](http://biblioteca.usac.edu.gt/tesis/01/01_2045.pdf)
- Calva Calva, G., & Pérez Vargas, J. (2005). Cultivo de células y tejidos vegetales: fuente de alimentos para el futuro. *Revista Digital Universitaria*, 6(11), 2-11. [http://www.revista.unam.mx/vol.6/num11/art104a/nov\\_art104a.pdf](http://www.revista.unam.mx/vol.6/num11/art104a/nov_art104a.pdf)
- Delgado, L., & Hoyos, R. (2016). Multiplicación clonal *in vivo* e *in vitro* de la especie forestal nativa *Aniba perutilis* Hemsl. *Acta Agronómica*, 65(2), 190-196. <http://dx.doi.org/10.15446/acag.v65n2.42808>
- Efe, L. (2005). Callus formation and plant regeneration from two cotton species (*Gossypium hirsutum* L., and *G. barbadense* L.). *Pakistan Journal of Botany*, 37(2), 227-236.

- <http://citeseerx.ist.psu.edu/viewdoc/download?doi=10.1.1.458.294&rep=rep1&type=pdf>
- Estrela, C., Estrela, C. R., Barbin, E. L., Spanó, J. C., Marchesan, M. A., & Pécora, J. D. (2002). Mechanism of action of sodium hypochlorite. *Brazilian Dental Journal*, 13(2), 113-117. <https://doi.org/10.1590/s0103-64402002000200007>
- Feeney, M., Bhagwat, B., Mitchell, J., & Lane, W. (2007). Shoot regeneration from organogenic callus of sweet cherry (*Prunus avium* L.). *Plant Cell Tissue and Organ Culture*, 90(2), 201-214. <https://doi.org/10.1007/s11240-007-9252-1>
- Fukuzaki, S. (2007). Mechanisms of actions of sodium hypochlorite in cleaning and disinfection processes. *Biocontrol Science*, 11(4), 147-157. <https://doi.org/10.4265/bio.11.147>
- George, E. F., Hall, M. A., & De Klerk, G. J. (2008). *Plant propagation by tissue culture*. 3rd ed. Vol. 1. Dordrecht: Springer.
- Goldhamer, D. A., Salinas, M., Crisosto, C., Day, K. R., Soler, M., & Moriana, A. (2002). Effects of regulated deficit irrigation and partial root zone drying on late harvest peach tree performance. *Acta Horticulturae*, 592(592), 343-350. <https://doi.org/10.17660/ActaHortic.2002.592.48>
- Guevara, L., Arancibia, G., Sala, S., Aguilar, A., Tirado, F., & Gómez-Kosky, R. (2016). Establecimiento *in vitro* del portainjerto híbrido ‘Garfi x Nemared’ para durazno. *Bioteología Vegetal*, 16(2), 73-82.
- Hernández-Amasifuen, A., Argüelles-Curaca, A., Cortez-Lázaro, A.A., & Díaz-Pillasca, H.B. (2021). In vitro induction of callus from foliar explants in rocoto (*Capsicum pubescens* Ruiz & Pav.). *La Granja*, 34(2): 127-135. <https://doi.org/10.17163/lgr.n34.2021.09>
- Hernández, A., Pineda, A., & Díaz, H. (2019). Efecto de la luz y del ácido giberélico en la germinación *in vitro* de *Capsicum annum* L. cv. ‘Papri King’. *Bioteología Vegetal*, 19(3), 165-170. [http://scielo.sld.cu/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S2074-86472019000300165&lng=es&tlng=es](http://scielo.sld.cu/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S2074-86472019000300165&lng=es&tlng=es)
- Herrera, R. (2016). Diagnóstico de la producción y mercado del durazno (*Prunus persica*) de las Provincias de Yarowilca, Dos de Mayo y Huamalies – 2015 [tesis de pregrado]. Universidad Nacional Hermilio Valdizán, Perú. <http://repositorio.unheval.edu.pe/handle/UNHEVAL/1111>
- Islam, M., & Bari, M. (2012). Immature embryo is the potential source for *in vitro* plant regeneration in *Jatropha curcas*. *Journal of Bio-Science*, 20(1), 125-134. <https://doi.org/10.3329/jbs.v20i0.17726>
- Murashige, T., & Skoog, F. (1962). A revised medium for rapid growth and bioassays with tobacco tissue cultures. *Physiologia Plantarum*, 15, 473-497. <https://doi.org/10.1111/j.1399-3054.1962.tb08052.x>
- Nazneen, F., Naik, A., Shankar, C., & Madhusudhan, A. (2014). Comparative studies of effect of some plant growth regulators and coconut water on callus induction in *Tinospora cordifolia* (willd)—a medicinal plant. *International Journal of Recent Scientific Research*, 5(11), 2072-2077. <http://www.recentscientific.com/sites/default/files/1715.pdf>
- Olmstead, M., Chaparro, J., Anderson, P., Williamson, J., & Ferguson, J. (1995). *Florida peach and nectarine varieties*. Horticultural Sciences Department, UF/IFAS (The Institute of Food and Agricultural Sciences). University of Florida. USA.
- Onofre, R. (2015). Niveles de concentración de sustancias orgánicas BAP para el cultivo in vitro de embriones de durazno (*Prunus persica* L.) Para la obtención de patrones [tesis de

- pregrado]. Universidad Nacional de Huancavelica, Perú. <http://repositorio.unh.edu.pe/handle/UNH/214>
- Orellana, P. (1998). Introducción a la propagación masiva. In J. Pérez-Ponce (Ed.), *Propagación y mejora genética de plantas por biotecnología* (pp. 125-133). Instituto de Biotecnología de Plantas. Santa Clara. Cuba.
- Pedro, M. J., Barbosa, W., De Souza, G., & López, J. (2007). Época de florecimiento e horas de frío para pessegueiros e nectarineiras. *Revista Brasileira de Fruticultura*, 29(3), 425-430. <https://doi.org/10.1590/S0100-29452007000300005>
- Pérez-Jiménez, M., López-Soto, M.B, & Cos-Terrer, J. (2013). *In vitro* callus induction from adult tissues of peach (*Prunus persica* L. Batsch). *In Vitro Cellular & Developmental Biology-Plant*, 49(1): 79-84. <https://doi.org/10.1007/s11627-012-9466-8>
- Pérez-Tornero, O., & Burgos, L. (2000). Different media requirements for micropropagation of apricot cultivars. *Plant Cell Tissue and Organ Culture*, 63(2), 133-141. <https://doi.org/10.1023/A:1006430718024>
- Pineda, A., Hernández, A., & Díaz, H. (2021). Multiplicación y reducción del crecimiento *in vitro* de papa chaucha (*Solanum tuberosum* L. grupo Phureja). *Manglar*, 18(2): 123-128. <http://dx.doi.org/10.17268/manglar.2021.016>
- Quispe, L. (2016). Diagnóstico del sistema de producción frutícola en las comunidades de Yacupampa y Chorocona del municipio de Inquisivi, Dpto. La Paz [tesis de pregrado]. Universidad Mayor de San Andrés, Bolivia. <http://repositorio.umsa.bo/xmlui/handle/123456789/10503>
- R Core Team (2021). R: A language and environment for statistical computing. (Versión 4.1.1) [Software para Windows]. R Foundation for Statistical Computing, Vienna, Austria. URL <https://www.R-project.org/>
- Roca, W., & Mroginski, L. (1991). Cultivo de tejidos en la agricultura. Fundamentos y aplicación. *Centro Internacional de Agricultura Tropical-CLAT*. Cali, Colombia.
- Vargas, M. (2018). Sustentabilidad en la sustitución de cultivos tradicionales por durazno (*Prunus persica* L.), Canton Pimampiro, provincia Imbabura [tesis de maestría]. Universidad Técnica del Norte). Recuperado de <http://repositorio.utn.edu.ec/handle/123456789/8296>