



Abanico Agroforestal. Enero-Diciembre 2025; 7:1-15. <http://dx.doi.org/10.37114/abaagrof/2025.5>
Artículo Original. Recibido: 30/06/2025. Aceptado: 06/10/2025. Publicado: 19/10/2025. Clave: e2025-3
<https://www.youtube.com/watch?v=xBxRxRFO3k>

Obtención de callogénesis y organogénesis de *Ibervillea sonorae* (S. Watson) Greene

Obtaining callogenesis and organogenesis of *Ibervillea sonidae* (S. Watson) Greene



Karla Rodríguez-Briseño*^{1ID}, Diana Mc-Caughey-Espinoza**^{1ID}, Hernán Celaya-Michel^{2ID}, Ángel Ceballos-Chávez^{3ID}, Andrés Ochoa-Meza^{2ID}

¹Universidad de Sonora, Departamento de Investigaciones Científicas y Tecnológicas, Avenida Luis Donaldo Colosio s/n Edificio 7G, Centro, 83000 Hermosillo, Sonora, México. ²Universidad de Sonora, Departamento de Agricultura y Ganadería, Carretera 100 a Bahía de Kino km. 21.5, Hermosillo, Sonora, México. ³Universidad Tecnológica de la Tarahumara, Departamento de Ciencias Ambientales y Agropecuarias, Carretera Guachochi-Yoquiva, Km 15, Turuseachi, CP. 33180, Guachochi, Chihuahua, México. *Autor principal: Rodríguez-Briseño, Karla. **Autor de correspondencia: Mc Caughey-Espinoza, Diana. Departamento de Investigaciones Científicas y Tecnológicas, Universidad Sonora, Avenida Luis Donaldo Colosio s/n Edificio 7G, Centro, 83000 Hermosillo, Sonora, México. E-mail: karlarodriguez269@gmail.com, diana.mccaughey@unison.mx, hernan.celaya@unison.mx, angel.cebillos.chavez@gmail.com, andres.ochoa@unison.mx

Resumen

La investigación tuvo como objetivo inducir la producción de callogenesis y organogénesis *in vitro* en explantes de *Ibervillea sonorae*. para ello se utilizó como medio de cultivo WPM con la adición de ácido indol-3-butírico (AIB) y 6-bencilaminopurina (BAP) (0.0, 5.0, 10.0 y 15.0 mgL⁻¹) y una combinación fitohormonal 10.0 mgL⁻¹ AIB con BAP (5.0, 10.0 y 15.0 mgL⁻¹), para el análisis estadístico se utilizó un arreglo aleatorizado y una prueba de media de Tukey-Kramer ($p < 0.05$). De acuerdo a los resultados estos arrojaron que existe diferencias significativas, obteniendo callos en tallo con 10.00 mgL⁻¹ AIB y la combinación 10.00 mgL⁻¹ de AIB/5.00 mgL⁻¹ BAP, presentándose una altura y ancho de callo de 2.94 mm y 2.33 mm. En organogénesis con la combinación fitohormonal de 10.00 mgL⁻¹ AIB/5.00 mgL⁻¹ BAP en yema axilar se obtuvo una altura en brotación de 3.34 y en raíces en tallo de 0.52 mm de longitud con 5.00 mgL⁻¹ AIB. La contaminación fue presente fue de 24.94%, y la oxidación del 4.88%. Tras lo anterior, la callogénesis y organogénesis *in vitro* de *I. sonorae* contribuye a la conservación del material fitogenético, disminuyendo la extracción e implementando técnicas para la propagación de la especie.

Palabras clave: cucurbitácea, explante, fitohormona.

Abstract

The research aimed to induce the production of callogenesis and organogenesis *in vitro* in *Ibervillea sonorae* explants. for this purpose, WPM was used as a culture medium with the addition of indole-3-butyric acid (AIB) and 6-benzylaminopurine (BAP) (0.0, 5.0, 10.0 and 15.0 mgL⁻¹) and a phytohormonal combination 10.0 mgL⁻¹ AIB with BAP (5.0, 10.0 and 15.0 mgL⁻¹), for the statistical analysis a randomized arrangement and a Tukey-Kramer mean test were used ($p < 0.05$). According to the results, these showed that there are



significant differences, obtaining stem calluses with 10.00 mgL^{-1} AIB and the combination 10.00 mgL^{-1} of AIB/ 5.00 mgL^{-1} BAP, presenting a callus height and width of 2.94 mm and 2.33 mm. In organogenesis with the phytohormonal combination of 10.00 mgL^{-1} IBA/ 5.00 mgL^{-1} BAP in axillary bud, a sprouting height of 3.34 and a root-stem length of 0.52 mm was obtained with 1.00 mgL^{-1} IBA. Contamination was present at 24.94%, and oxidation was 4.88%. Following the above, *in vitro* callogenesis and organogenesis of *I. sonorae* contributes to the conservation of phytogenetic material, reducing extraction and implementing techniques for the propagation of the species.

Keywords: cucurbit, explant, phytohormone.

INTRODUCCIÓN

Mundialmente, las cucurbitáceas son una familia de relevancia debido a la domesticación de distintas especies para el consumo humano, también se encuentran especies silvestres que cuentan con una distribución restringida y de gran importancia cultural (Lira & Bye, 2018). Sin embargo, en México las cucurbitáceas han presentado gran interés, no solamente de importancia alimentaria, sino también medicinal, permitiendo a su vez, conocer sus poblaciones, propagación y domesticación, un ejemplo de esto son *Sechium edule*, *Luffa aegyptiaca*, *Cucurbita foetidissima* y *Doyerea emetocathartica*. Entre estas especies también se encuentra el wereque (*Ibervillea sonorae* S. Watson Greene), la cual es usada por etnias localizadas al norte de México para el tratamiento de diversas enfermedades, como la diabetes mellitus (Gómez-Guzmán et al., 2023).

El wereque crece en regiones áridas y semiáridas de los estados de Baja California, Sonora y Sinaloa, así como, al sur de Estados Unidos (Texas, Nuevo México y Arizona); es una planta solitaria, trepadora y perenne, con presencia de tallos delgados con zarcillos, cuenta con un bulbo predominante, el cual es expuesto sobre el suelo, sus hojas son pecioladas con flores de un color amarillo opaco y frutos amarillos a rojo anaranjado (Jiménez-Estrada et al., 2013). Debido a la importancia neuropática por sus y aplicaciones para ayudar a prevenir o curar enfermedades, *I. sonorae* en la actualidad esta presentado un descenso considerable en de sus poblaciones naturales como consecuencia de la extracción de los ejemplares. Por lo que, se busca implementar diversas técnicas biotecnológicas para impulsar el crecimiento de las poblaciones de la especie, así como, contar con material vegetativo en los centros de investigación para realizar la extracción de compuestos de importancia médica (Rodríguez-Briseño et al., 2024).

Dentro de la biotecnología, se encuentra el cultivo de tejidos *in vitro* o micropropagación, donde se emplean secciones de plantas madre para la obtención de descendencia genéticamente similar, todo realizado con total asepsia, controlando el fotoperiodo, temperatura y humedad relativa (Rodríguez-Aguilar et al., 2021). En la técnica de micropropagación se aplican hormonas vegetales, estas permiten inhibir o promover el crecimiento vegetal, potencializando el cultivo de las especies e incrementando su funcionalidad para la investigación e industria farmacéutica (Alcantara-Cortes et al.,

2019). Considerando lo anteriormente expuesto, el objetivo de la presente investigación fue establecer las bases para la obtención de callogénesis y organogénesis en explantes de *Ibervillea sonorae*. Dicho logro servirá para la conservación del material fitogenético de la especie y a futuro lograr realizar una micropropagación.

MATERIAL Y MÉTODOS

La presente investigación se realizó en el Laboratorio de Cultivo de Células y de Tejidos Vegetales, perteneciente al Departamento de Investigaciones Científicas y Tecnológicas de la Universidad de Sonora (DICTUS).

Especie en estudio

La especie estudiada fue *I. sonorae*, o mejor conocido como wereque. Esta especie es de importancia en grupos étnicos de Sonora, al ser utilizado en el tratamiento de diversas enfermedades y padecimientos como la diabetes mellitus II, distintas afecciones cardiacas y en la piel, entre otras. La especie en estudio se identificó en el herbario de la Universidad de Sonora, al cual se le otorgo el número de catalogo 31331.

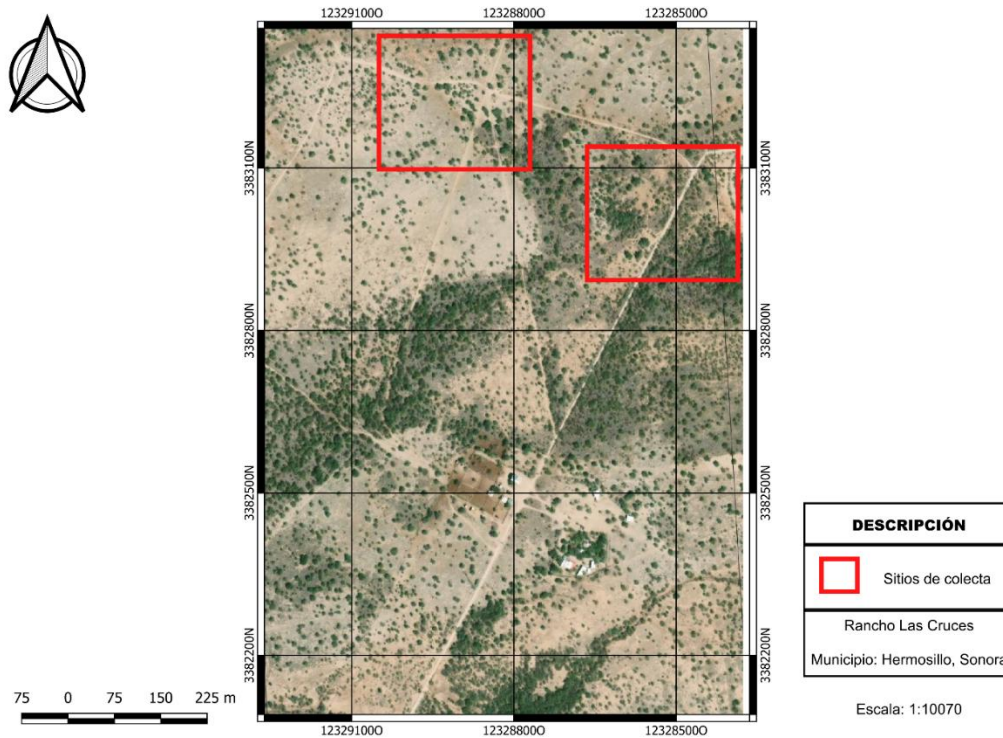


Figura 1. Rancho Las Cruces



Sitio de colecta

Esta se llevó a cabo en el Rancho “Las Cruces” perteneciente al municipio de Hermosillo, Sonora (Figura 1). Este se localiza en las siguientes coordenadas: 29°02' 38.78" Norte y los 110°45' 50.91" Oeste; carretera a Sahuaripa, Sonora, México (Km 16), con 268 msnm. El sitio muestra una precipitación media anual de 330 mm y temperatura promedio de 24° C, con una vegetación de matorral arbosufrutesciente ([CONAFOR, 2023](#)).

Preparación del medio de cultivo

Se utilizó el medio de cultivo WPM (Woody Plant Medium) ([Trigiano & Gray, 2011](#)). Al cual se le adicionaron hormonas vegetales como ácido indol-3-butírico (AIB) (auxina) y 6-bencilaminopurina (BAP) (citocinina) a las concentraciones de 0.0, 5.0, 10.0 y 15.0 mgL⁻¹; así como la combinación de 10.0 mgL⁻¹ de AIB con un barrido fitohormonal de 5.0, 10.0 y 15.0 mgL⁻¹ de BAP. El medio de cultivo se ajustó a un pH de 5.7 con NaOH 0.1N. Posteriormente se vertieron 25 ml de medio de cultivo a los frascos de vidrio con capacidad de 113 mL; los cuales fueron etiquetados de acuerdo con la fitohormona y concentración. Por último, estos fueron esterilizados posteriormente, en una autoclave Sterilmatic, a 120°C y una presión de 15 kg/cm² por 18 minutos.

Colecta del material vegetativo

Una vez localizados los ejemplares de *I. sonorae*, se realizó la colecta de las guías (tallos), tomando en cuenta que estas a su vez no presentaran daños por insectos o lagomorfos como también deshidratación de estas (estrés), para la cantidad de muestra del material vegetativo se llevó a cabo de acuerdo con [Mc-Caughey-Espinoza & Rodríguez-Briseño \(2023\)](#). Para ello se utilizaron tijeras, bolsas Ziploc® y hielera, para mantener el material vegetativo colectado en condiciones óptimas durante su traslado al laboratorio. Cabe señalar que, de las guías colectadas, se obtuvieron los explantes de tallos, yemas axilares y hojas.

Desinfección de cámara de flujo laminar y material vegetativo (explantes)

La siembra se realizó en una cámara de flujo laminar (marca Edge Gard Hood, previamente desinfectada con hipoclorito de sodio (NaClO) al 15%, alcohol etílico al 96%, y una lámpara UV de 40W con irradiación de 8- 10 W/m² durante 30 min.

Para la desinfección del material vegetativo, las guías colectadas fueron cortadas de acuerdo con el tipo de explante (hoja, tallo y yema axilar). Estos se desinfectaron con alcohol etílico al 70% durante 3 minutos, seguido de una combinación de hipoclorito de sodio (NaClO) (Cloralex ®) al 15% activo con una gota de Tween 20 por 12 minutos, y se realizaron cinco enjuagues con agua desionizada estéril. Al culminar la desinfección, se sumergieron los explantes en una combinación de ácido cítrico (10%) y ácido ascórbico (15%) durante 5 minutos para retardar el estrés oxidativo.

Siembra de explantes y condición del cultivo

Por consiguiente, se sembraron tres explantes por frasco en el medio de cultivo WPM (Figura 2). Durante la siembra, se utilizaron tres mecheros marca Labessa (60 mL) y pinzas desinfectadas con alcohol etílico (96%). Una vez ya sembrados los explantes en sus respectivos frascos, estos se llevaron al cuarto de cultivo con las siguientes condiciones: temperatura de $25 \pm 2^\circ\text{C}$, fotoperiodos de 16 horas de luz y 8 horas de oscuridad, a una intensidad lumínica de $30 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ y con una humedad relativa del 75%



Figura 2. Desinfección de explantes de *I. sonorae*

Parámetros evaluados

La evaluación se llevó a cabo por medio de observación directa, comenzando al tercer día después de la siembra, y posteriormente cada siete días (3, 10, 17, ... N días).

A) Callogénesis y organogénesis

Las evaluaciones se basaron de acuerdo con la presencia de callogénesis, tamaño de los callos (alto y ancho), coloración y textura, mientras que, en la organogénesis (completa e incompleta), se consideró la longitud de brotes y raíces.

Las mediciones morfológicas de callogénesis y organogénesis se llevaron a cabo utilizando un vernier marca Mitutoyo Absolute Modelo CD-6ASX con un número de serie 06401649 de 6".



B) Contaminación y oxidación

En este apartado se determinó la presencia de contaminación, tanto en el medio de cultivo y en los explantes.

La oxidación se determinó al observarse un cambio de coloración en los callos y explantes, por lo que se consideró el cambio de coloración natural presente (verde) para el caso de los explantes y color cremoso a verde en callos, en ambos casos el cambio hace referencia al presentarse muerte celular, tomando una coloración marrón.

Análisis estadístico

Se basó en un diseño aleatorizado y un arreglo factorial de tres explantes (hoja, tallo y yema axilar), cuatro concentraciones (0.0, 5.0, 10.0 y 15.0 mgL⁻¹), tres hormonas (AIB, BAP y combinación AIB/BAP) y cuatro repeticiones. Se realizó un análisis de varianza con los datos obtenidos, así como, una comparación de medias con Tukey-Kramer ($p < 0.05$), llevándose a cabo en el programa estadístico JMP versión 17.0 ([JMP Statistical Discovery LLC, 2022](#)).

RESULTADOS Y DISCUSIONES

Con base a los resultados obtenidos, se mostraron diferencias significativas relacionados con los efectos de las hormonas vegetales utilizadas y sus distintas concentraciones en los distintos explantes (hoja, tallo y yema axilar), observándose la estimulación y crecimiento de callogénesis, al igual que, organogénesis incompleta.

Callogénesis y organogénesis

A) Altura y ancho de callo

El inicio de callogénesis en *I. sonorae* comenzó a los 10 días después de la siembra, presentándose callos de una coloración verde claro, así como una apariencia granulosa con textura dura. La evaluación del crecimiento en alto y ancho de los callos presentaron diferencias significativas ($p < 0.05$), de acuerdo con las concentraciones de las fitohormonas y explantes utilizados (Tabla 1).

De acuerdo con el análisis estadístico, no se observaron diferencias significativas en hoja, con base a las diferentes concentraciones de las fitohormonas aplicadas, exhibiéndose una $R^2 = 0.1758$; exceptuando a las concentraciones de 10.00 mg/L⁻¹ de AIB y 5.0 mg/L⁻¹ de BAP, con una altura promedio de 0.60 mm y 0.82 mm, respectivamente. En cuanto al resto de las concentraciones, la altura tuvo una variación de 0.091 mm a 0.12 mm, con un menor crecimiento ante la combinación fitohormonal (AIB/BAP).

La altura de callo en el explante de tallo exhibió diferencias significativas con el uso de las diferentes hormonas y su combinación ($p < 0.05$), mostrando una $R^2 = 0.2512$. Se presentó un crecimiento de 2.26 mm de alto con la combinación 10.00 mg/L⁻¹ de AIB/5.00 mg/L⁻¹ de BAP, mientras que, se observó un crecimiento de 2.92 con la concentración

10.00 mg/L⁻¹ de AIB (Figura 3). El resto de las concentraciones contaron un crecimiento de alto máximo promedio de 1.59 mm, observándose también, crecimiento de callo en la muestra control (0.00 mg/L⁻¹). Se han realizado evaluaciones referentes a la obtención de callos en *I. sonorae* para la obtención de compuestos de interés medicinal, como es el caso de Estrada-Zúñiga *et al.* (2012), logrando obtener callos a los 7 días posteriores a la siembra, con una combinación hormonal de 2,4-diclorofenoxiacético (2,4-D) y kinetina (KIN); dichos callos presentaron un color amarillo claro, y su oxidación se presentó alrededor de los 20 días después de la siembra.

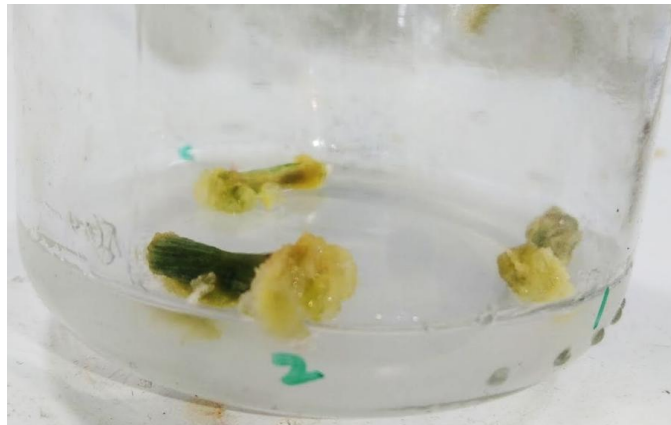


Figura 3. Presencia de callo en explante de tallo (10.00 mg/L⁻¹ de AIB)

Los callos obtenidos en yema axilar mostraron diferencias significativas entre las concentraciones hormonales ($p < 0.05$), mostrando una $R^2 = 0.33$, exceptuando a las concentraciones utilizadas de BAP, con un alto máximo de 0.03 mm. La altura máxima de los callos se presentó tras el uso de la concentración de 10.00 mg/L⁻¹ de AIB, con un alto de 2.91 mm; seguido por una altura de 1.52 mm, presente en el uso de la combinación 10.00 mg/L⁻¹ de AIB/15.00 mg/L⁻¹ de BAP.

Con base al análisis estadístico, el ancho de callo exhibió diferencias significativas entre los tratamientos ($p < 0.05$), presentándose un mayor crecimiento en los explantes de tallo y yema axilar ante la aplicación de la fitohormona AIB y la combinación AIB/BAP, mientras que, en el explante de hoja, así como, la aplicación de BAP en los demás explantes no mostró la presencia de callogénesis. Conforme a lo observado, al evaluar el ancho en el explante de tallo ($R^2 = 0.24$) las concentraciones de 10.00 mg/L⁻¹ de AIB y 10.00 mg/L⁻¹ de AIB/5.00 mg/L⁻¹ de BAP mostraron un ancho de 2.33 mm y 1.85 mm, respectivamente, sin presentarse diferencias significativas entre ambos. De acuerdo con el resto de los tratamientos, el ancho fue menor (1.25 mm).

En yema axilar ($R^2 = 0.32$) se mostró un ancho de 3.13 mm en la concentración de 10.00 mg/L⁻¹ de AIB y de 2.03 mm con la combinación 10.00 mg/L⁻¹ de AIB/5.00 mg/L⁻¹ de BAP; a comparación del resto de concentraciones, con un crecimiento de 0.00 a 1.75 mm. En

el explante de hoja, se presentó un ancho promedio de 1.32 mm con la concentración 10.00 mg/L⁻¹ de AIB ($R^2= 0.15$) (Figura 4); el resto de los tratamientos mostraron un ancho de 0.085 a 0.77 mm, este crecimiento se muestra concentrado la combinación hormonal AIB/BAP, con una disminución ante el aumento de concentración de BAP.



Figura 4. Inducción de callogénesis en hoja a la concentración 10.00 mg/L⁻¹ de AIB

Tabla 1. Callogénesis y organogénesis de *Ibervillea sonora*

Explante	Hormona	Concentración (mg/L)	Callogénesis		Organogénesis	
			Alto (mm)	Ancho (mm)	Brote (mm)	Raíz (mm)
Hoja	Control	0.00	0.0000 ± 0.0000b	0.0000 ± 0.0000c	0.0000 ± 0.0000a	0.0000 ± 0.0000b
			0.1169 ± 0.4414b	0.1842 ± 0.6765c	0.0000 ± 0.0000a	0.2423 ± 0.9269a
		5.00	0.6040 ± 1.2176 ^a	1.3204 ± 2.8101a	0.0000 ± 0.0000a	0.0000 ± 0.0000b
	AIB	10.00	0.0000 ± 0.0000b	0.0000 ± 0.0000c	0.0000 ± 0.0000a	0.0000 ± 0.0000b
			0.0000 ± 0.0000b	0.0000 ± 0.0000c	0.0000 ± 0.0000a	0.0000 ± 0.0000b
		15.00	0.0000 ± 0.0000b	0.0000 ± 0.0000c	0.0000 ± 0.0000a	0.0000 ± 0.0000b
	BAP	5.00	0.0000 ± 0.0000b	0.0000 ± 0.0000c	0.0000 ± 0.0000a	0.0000 ± 0.0000b
			0.0000 ± 0.0000b	0.0000 ± 0.0000c	0.0000 ± 0.0000a	0.0000 ± 0.0000b
		10.00	0.0000 ± 0.0000b	0.0000 ± 0.0000c	0.0000 ± 0.0000a	0.0000 ± 0.0000b
	10AIB/BAP	15.00	0.0000 ± 0.0000b	0.0000 ± 0.0000c	0.0000 ± 0.0000a	0.0000 ± 0.0000b
			0.8155 ± 1.3033 ^a	0.7679 ± 1.2813b	0.0000 ± 0.0000a	0.0000 ± 0.0000b
		5.00	0.0976 ± 0.3504b	0.1588 ± 0.6436c	0.0000 ± 0.0000a	0.0000 ± 0.0000b
	10AIB/BAP	10.00	0.0913 ± 0.3433b	0.0848 ± 0.3083c	0.0000 ± 0.0000a	0.0000 ± 0.0000b
			1.1226 ± 1.6893c	1.2523 ± 2.0443b	0.0000 ± 0.0000a	0.0000 ± 0.0000b
		5.00	0.6264 ± 1.1398d	0.4666 ± 0.8709d	0.0000 ± 0.0000a	0.5195 ± 1.4796a
Tallo	Control	0.00	1.1226 ± 1.6893c	1.2523 ± 2.0443b	0.0000 ± 0.0000a	0.0000 ± 0.0000b
	AIB	5.00	0.6264 ± 1.1398d	0.4666 ± 0.8709d	0.0000 ± 0.0000a	0.5195 ± 1.4796a



Yema axilar	BAP	10.00	2.9238 ± 3.0415 ^a	2.3333 ± 2.3395 ^a	0.0000 ± 0.0000 ^a	0.0000 ± 0.0000 ^b
		15.00	1.5868 ± 2.0882 ^b	1.2212 ± 1.6067 ^b	0.0000 ± 0.0000 ^a	0.0000 ± 0.0000 ^b
		5.00	0.0000 ± 0.0000 ^e	0.0000 ± 0.0000 ^e	0.0000 ± 0.0000 ^a	0.0000 ± 0.0000 ^b
		10.00	0.0000 ± 0.0000 ^e	0.0000 ± 0.0000 ^e	0.0000 ± 0.0000 ^a	0.0000 ± 0.0000 ^b
	10AIB/B AP	15.00	0.0000 ± 0.0000 ^e	0.0000 ± 0.0000 ^e	0.0000 ± 0.0000 ^a	0.0000 ± 0.0000 ^b
		5.00	2.2618 ± 2.3024 ^a	1.8474 ± 1.9294 ^a	0.0000 ± 0.0000 ^a	0.0000 ± 0.0000 ^b
		10.00	1.2379 ± 1.5350 ^c	0.9960 ± 1.1891 ^c	0.0000 ± 0.0000 ^a	0.0000 ± 0.0000 ^b
		15.00	0.8202 ± 1.1378 ^c	0.6650 ± 1.0081 ^c	0.0000 ± 0.0000 ^a	0.0000 ± 0.0000 ^b
	Control	0.00	0.8006 ± 1.3468 ^d	0.9068 ± 1.5828 ^c	1.0738 ± 2.1773 ^c	0.0000 ± 0.0000 ^b
		5.00	0.1525 ± 0.5238 ^d	0.1273 ± 0.4327 ^e	0.2283 ± 0.8581 ^d	0.2521 ± 0.9376 ^a
		10.00	2.9055 ± 2.5718 ^a	3.1260 ± 2.9890 ^a	0.8908 ± 2.2396 ^d	0.0000 ± 0.0000 ^b
		15.00	1.7379 ± 1.8407 ^b	1.7524 ± 1.9806 ^b	0.2517 ± 0.9558 ^d	0.0000 ± 0.0000 ^b
	BAP	5.00	0.0000 ± 0.0000 ^e	0.0000 ± 0.0000 ^e	1.0114 ± 1.1914 ^d	0.0000 ± 0.0000 ^b
		10.00	0.0000 ± 0.0000 ^e	0.0000 ± 0.0000 ^e	0.9537 ± 1.0675 ^d	0.0000 ± 0.0000 ^b
		15.00	0.0252 ± 0.2313 ^e	0.0174 ± 0.1593 ^e	1.0524 ± 1.2384 ^d	0.0000 ± 0.0000 ^b
	10AIB/B AP	5.00	2.3547 ± 2.3144 ^a	2.0345 ± 2.0750 ^b	3.3394 ± 4.0433 ^a	0.0000 ± 0.0000 ^b
		10.00	0.4316 ± 0.9704 ^d	0.3506 ± 0.8175 ^d	1.9639 ± 1.2064 ^b	0.0000 ± 0.0000 ^b
		15.00	1.5192 ± 1.6301 ^c	1.3006 ± 1.4580 ^c	2.4936 ± 1.7867 ^a	0.0000 ± 0.0000 ^b

*Literales distintas indican diferencias significativas entre tratamientos ($p < 0.05$).

A) Organogénesis

La organogénesis observada fue de forma incompleta, al no presentarse crecimiento de brote y raíz en un mismo explante durante el tiempo de evaluación.

En yema axilar, se observaron diferencias significativas entre los tratamientos ($R^2 = 0.20$), observando que en la combinación de fitohormonas 10.00 mg/L⁻¹ de AIB/5.00 mg/L⁻¹ de BAP (3.34 mm) y 10.00 mg/L⁻¹ de AIB/15.00 mg/L⁻¹ de BAP (2.49 mm) son similares entre ellos estadísticamente, mostrando la mayor altura de brote a comparación de los otros tratamientos, además de observarse callogénesis en las secciones de corte del explante (Figura 5). De acuerdo con [Sánchez-Hernández et al. \(2009\)](#), en especies domesticadas como *Cucurbita pepo*, la inducción de organogénesis se presentó a los 20 días después de la siembra en el medio de cultivo Murashige and Skoog (MS), adicionado con 1.0 mg/L⁻¹ de BAP; mientras que en el presente trabajo se empleó el medio WPM y un inicio

de organogénesis a los 10 días después de la siembra en los explantes utilizados, con la fitohormona AIB y la combinación AIB/BAP.



Figura 5. Presencia de organogénesis incompleta y callo en yema axilar (10.00 mg/L⁻¹ de AIB/5.00 mg/L⁻¹ de BAP)

La producción de raíz de yema axilar se presentó posteriormente a los 17 días después de la siembra, mientras que en tallo fue a los 24 días. En hoja, se mostraron diferencias significativas según el análisis estadístico ($R^2 = 0.06$), mostrando un crecimiento de raíz de 0.24 mm con el tratamiento 5.00 mg/L⁻¹ de AIB; el resto de las concentraciones son similares estadísticamente, sin mostrarse presencia de raíz.

En tallo, la longitud de raíz mostro diferencias significativas ($p < 0.05$) entre las distintas concentraciones, presentando una de $R^2 = 0.10$; el tratamiento 5.00 mg/L⁻¹ de AIB pudo inducir el crecimiento de raíz (0.52 mm) (Figura 6), a diferencia del resto de tratamientos, en los cuales no se produjo crecimiento de raíz.

Mientras que, en yema axilar la inducción de raíz mostro diferencias significativas ($R^2 = 0.06$), presentándose un crecimiento de 0.25 mm de raíz en explantes con el uso de la concentración 5.00 mg/L⁻¹ de AIB, siendo estadísticamente distinto al resto de los tratamientos, los cuales no mostraron presencia de raíz. Según con [Arciniega-Carreón et al. \(2017\)](#), en segmentos nodales de *I. sonorae*, la inducción de organogénesis puede presentarse hasta en un 100%, contando con un 87.5% de producción de raíces con longitud de 5.8 cm a los 21 días con la utilización de auxinas como AIB con una concentración de 3.0 mg/L⁻¹.

En la presente investigación, se obtuvieron raíces de 0.52 mm con la concentración de 5.00 mg/L⁻¹ de AIB en explante de tallo a los 17 días después de la siembra, mostrando que no solo en segmentos nodales se puede producir la inducción de raíces. De acuerdo con [Agarwal \(2014\)](#), la brotación depende de la concentración de citoquininas presentes

en el medio, ya que estas muestran una función de señalización, causando la activación de las células totipotentes de los callos y explantes que, ante la presencia de auxinas, se incrementa la estimulación de células somáticas y meristemáticas para el desarrollo de brotes y raíces. A través de esta investigación se puede observar la importancia de realizar otras investigaciones, aumentando la concentración fitohormonal y combinaciones para lograr generar una organogénesis completa y establecer las bases para la producción de nuevos ejemplares de *I. sonorae*. Así mismo disminuir el porcentaje de contaminación siendo un factor de riesgo en la micropropagación.



Figura 6. Crecimiento de raíz en tallo con la concentración de 5.00 mg/L⁻¹ de AIB

Contaminación y oxidación

Se pudo observar una contaminación del 24.94%, siendo representada principalmente por hongos de apariencia algodonosa y colores claros (Figura 7). De acuerdo con [Álvarez-Martínez et al. \(2023\)](#), es de importancia la edad fisiológica del material vegetativo, debido a que los explantes obtenidos de plantas en crecimiento permiten un mayor porcentaje de desinfección, a comparación del uso plantas maduras que presentan una mayor cantidad de lignificación, lo cual actúa como barrera para los agentes desinfectantes. En especies de Cucurbitaceas silvestres como *Momordica dioica*, es usual la manifestación de contaminación fúngica y bacteriana causado por géneros como *Alternaria*, *Cladosporium*, *Penicillium*, *Pseudomonas*, *Enterobacter*, *Mycobacterium*, entre otros, así como, la sensibilidad de los explantes a desinfectantes como el hipoclorito de sodio, mostrando una contaminación entre el 50 al 70%, así como de oxidación en el cultivo *in vitro* de *M. dioica* ([Kumar-Rai et al., 2012](#); [Pariani, 2015](#)).



Figura 7. Contaminación en explante de hoja de *I. sonorae*

En esta investigación, la oxidación en callos se presentó en un 4.88% en promedio, percibiéndose a los 27 días después de la siembra, donde se exhibió un cambio de coloración verde tenue a un color café claro, infiriendo así, la muerte de las células que conforman al callo (Figura 8). El cambio de la coloración en los callos se atribuye a la alteración en las enzimas ligadas al metabolismo secundario, síntesis de pigmentos y de fenoles como respuesta al estrés oxidativo (López-Santos *et al.*, 2024).

La oxidación en el cultivo de tejidos *in vitro* es principalmente causada por el efecto de los desinfectantes antes de la siembra, así como, el corte realizado a los explantes, la composición del medio WPM y su volumen (Azofeifa, 2009). Lo anterior debido a la generación del estrés oxidativo que produce radicales libres (ROS), impidiendo el crecimiento de las células y su proliferación y, por consiguiente, la muerte celular (Cabral-Miramontes *et al.*, 2022). Por lo tanto, se realiza la utilización de antioxidantes como el ácido cítrico y ascórbico durante la siembra como en la presente investigación, lo que permite disminuir el estrés oxidativo en el material vegetativo y a su vez, en los callos desarrollados.

CONCLUSIONES

Se logró la inducción de callogénesis y organogénesis en los 10 días posteriores a la siembra en los explantes de yema axilar y tallo, con la combinación fitohormonal de 10.00 mgL⁻¹ de AIB/1.00 mgL⁻¹ de BAP se obtuvieron callos en tallo (2.26 a 2.94 mm de alto y 1.85 a 2.33 de ancho) y yema axilar (2.91 mm de alto y 3.13 mm de ancho) al utilizar 10.00 mgL⁻¹ de AIB. La organogénesis fue incompleta, obteniéndose brotes de 3.34 mm en yema axilar con la combinación fitohormonal de 10.00 mgL⁻¹ de AIB/5.00 mgL⁻¹ de BAP. Mientras que, las raíces generadas en los tallos con 5.00 mgL⁻¹ de AIB, mostraron una longitud promedio de 0.52 mm. En cuanto a la contaminación y oxidación se mostró de manera general un 24.94 y 4.88%, respectivamente.



Figura 8. Oxidación en callos de *I. sonorae*

LITERATURA CITADA

ALCANTARA-CORTES JS, Acero-Godoy J., Alcántara-Cortés JD y Sánchez-Mora RM. 2019. Principales reguladores hormonales y sus interacciones en el crecimiento vegetal. *Nova*. 17(32): 109-129.

http://www.scielo.org.co/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1794-24702019000200109

ÁLVAREZ-MARTÍNEZ A, Mc Caughey-Espinoza DM, Ochoa-Meza A, Buitimea-Cantúa NE, Fuentes-Verduzco C, Magaña-Barajas E. 2023. Producción de callogénesis en explantes de *Vitex mollis* Kunth recurso fitogenético de la selva baja caducifolia. *Idesia (Arica)*. 41(2). <http://dx.doi.org/10.4067/S0718-34292023000200077>

AGARWAL M. 2014. Tissue culture of *Momordica charantia* L.: A review. *Journal of Plant Sciences*. 3(1).

<https://www.sciencepublishinggroup.com/article/10.11648/j.jps.s.2015030101.14>

ARCINIEGA-CARREÓN IY, Oliver-Salvador C, Ramírez-Sotelo MG and Salas CE. 2017. Efficient *in vitro* plant regeneration from internode explants of *Ibervillea sonorae*: an antidabetic medicinal plant. *HortScience*. 52(7): 1000-1005.

<https://doi.org/10.21273/HORTSCI11942-17>

AZOFEIFA Á. 2009. Problemas de oxidación y oscurecimiento de explantes cultivados *in vitro*. *Agronomía Mesoamericana*. 20(1): 153-175. ISSN: 1021-7444.

https://www.mag.go.cr/rev_meso/v20n01_153.pdf



CABRAL-MIRAMONTES JP, Chávez-Simental JA, González-Portillo M, Goche-Télles JR, Barragán-Hernández VM. 2022. Propagación in vitro de manzano a partir de embriones cigóticos maduros. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*. 13(4): 603-616. <https://doi.org/10.29312/remexca.v13i4.2164>

CONAFOR. 2023. Programa Operativo de Sanidad Forestal 2023 del estado de Sonora. Comité Técnico Estatal de Sanidad Vegetal: Comisión Nacional Forestal. <https://sivicoff.cnf.gob.mx/ContenidoPublico/02%20Informes%20de%20acciones%20operativas/DiagnosticosEstatales/2023/Sonora.pdf>

GÓMEZ-GUZMÁN A, Ramírez-Sotelo MG, Oliver-Salvador MC, García-Salas S, Cornejo-Garrido J, Ordaz-Pichardo C. 2023. Anti-hyperglycemic activity of aqueous extracts of cells produced in *Ibervillea sonorae* (S. Watson) Green cell culture on murine model. *Boletín Latinoamericano y del Caribe de Plantas Medicinales y Aromáticas*. 22(1): 68-85. <https://doi.org/10.37360/blacpma.23.22.1.6>

JIMÉNEZ-ESTRADA M, Velázquez-Contreras C, Garibay-Escobar A, Sierras-Canchola D, Lapidco-Vázquez R, Ortiz-Sandoval C, Burgos-Hernández A y Robles-Zepeda RE. 2013. *In vitro* antioxidant and antiproliferative activities of plants of the ethnopharmacopeia from northwest of Mexico. *BMC Complementary and Alternative Medicine*. 13(12): <https://doi.org/10.1186/1472-6882-13-12>

JMP (Statistical Discovery LLC). 2022. Discovering JMP® 17. Cary, NC: JMP Statistical Discovery LLC. <https://www.jmp.com/es/software/data-analysis-software>

KUMAR-RAI G, Singh M, Prakash-Rai N, Bhardway DR and Kumar S. 2012. *In vitro* propagation of spine gourd (*Momordica dioica* Roxb.) and assessment of genetic fidelity of micropopagated plants using RAPD analysis. *Physiology and Molecular Biology of Plants*. 18: 273-280. <https://link.springer.com/article/10.1007/s12298-012-0109-7>

LIRA R, Bye R. 2018. Las cucurbitáceas en la alimentación de los dos mundos. *Históricas digital* 3(1): 199-226. ISBN 978-970-32-0852-4. https://historicas.unam.mx/publicaciones/publicadigital/libros/323/323_06_15_cucurbitaceas.pdf

LÓPEZ-SANTOS VR, Gutiérrez-Miceli FA, Silverio-Gómez MC, Lecona-Guzmán CA. 2024. Discusión de la oxidación e inducción de estructuras proembriogénicas en *Sideroxylon capiri* (A. DC.) Pittier. *Revista Mexicana de Ciencias Forestales*. 15(84): 81-104. <https://doi.org/10.29298/rmcf.v15i84.1454>



MC CAUGHEY-ESPINOZA DM, Rodríguez-Briseño KG. 2023. Colecta de material vegetal de plantas silvestres. *Abanico Boletín Mexicano*. 2(1): <https://doi.org/10.21929/abanicoboletin/2023.6>

PARIANI S. 2015. Capítulo 4: *La incubadora: Condiciones ambientales del cultivo y asepsia*. En: S. Sharry, M. Adema y W. Abedini (Eds.) Plantas de probeta: Manual para la propagación de plantas por cultivo de tejidos in vitro. Pp. 73-80. Universidad Nacional de la Plata. Buenos Aires. ISBN 978-950-34-1254-1.
<https://libros.unlp.edu.ar/index.php/unlp/catalog/view/407/374/1278-1>

RODRÍGUEZ-AGUILAR SP, Muñoz-Olvera A, Durán-Flores R, Hernández-Feregrino J, Limón-Medrano JP, Hernández-Hernández HM. 2021. Micropropagación como alternativa para evitar la extinción de plantas endémicas. *Journal of Bioengineering and Biomedicines Research*. 5(3):1-5. <https://cmibq.org.mx/jbbr/images/doc/jbbr-vol-5-no-3/jbbr-vol-5-no-3-1.pdf>

RODRÍGUEZ-BRISEÑO K, Mc Caughey.Espinoza D, Hayano-Kanashiro A, Ochoa-Meza A, Celaya-Michel H, Retes-López R. 2024. Inducción de callogénesis y organogénesis en segmentos nodales de *Hyptis albida*. *Revista Idesia*. 42(2): 11-18.
<https://doi.org/10.4067/S0718-34292024000200011>

SÁNCHEZ-HERNÁNDEZ MA, Sánchez-Hernández C, Villanueva-Verduzco C, Gil-Vázquez I, Jiménez-Rojas MC, Sánchez-Cabrera I. 2009. Multiplicación *in vitro* vía organogénesis en calabaza. *Agronomía Mesoamericana*. 20(1): 11-22. ISSN: 1021-7444.
https://www.mag.go.cr/rev_meso/v20n01_011.pdf

TRIGIANO RN, Gray DJ. 2011. Plan tissue culture, development and biotechnology. First Edition. Taylor & Francis Group. Pp. 608. ISBN: 9780429111891.
<https://doi.org/10.1201/9781439896143>

Errata, Erratum

<https://abanicoacademico.mx/revistasabanico-version-nueva/index.php/abanico-agroforestal/errata>