

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO  
DIVISIÓN DE AGRONOMÍA  
DEPARTAMENTO DE BOTÁNICA



Calidad Física y Fisiológica De La Semilla y Efecto De Diferentes Longitudes  
De Onda En La Germinación De *Agave potatorum* Zucc. (papalomé)

Por:

**CAROLINA ANTONIA CURIEL LÓPEZ**

TESIS

Presentada como requisito parcial para obtener el título de:

**INGENIERO EN AGROBIOLOGÍA**

Saltillo, Coahuila, México.

Diciembre, 2022.

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO  
DIVISIÓN DE AGRONOMÍA  
DEPARTAMENTO DE BOTÁNICA

Calidad Física y Fisiológica De La Semilla y Efecto De Diferentes Longitudes  
De Onda En La Germinación De *Agave potatorum* Zucc. (papalomé)

Por:

**CAROLINA ANTONIA CURIEL LÓPEZ**

TESIS

Presentada como requisito parcial para obtener el título de:

**INGENIERO EN AGROBIOLOGÍA**

Aprobada el Comité de Asesoría



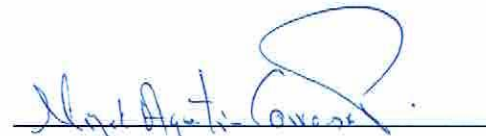
Dra. Aida Isabel Leal Robles  
Asesor Principal Interno



M.C. Eulalia Edith Villavicencio Gutiérrez  
Asesor Principal Externo



M.C. Laura María González Méndez  
Coasesor



Biol. Miguel Agustín Carranza Pérez  
Coasesor


Dr. Jerónimo Landeros Flores  
Coordinador Interino de la División de Agronomía

Saltillo, Coahuila, México.

Diciembre, 2022.

## **Derechos de Autor y Declaración de no plagio**

Todo material contenido en esta tesis está protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor de los Estados Unidos Mexicanos, y pertenece al autor principal quien es el responsable directo y jura bajo protesta de decir verdad que no se incurrió en plagio o conducta académica incorrecta en los siguientes aspectos:

Reproducción de fragmentos o textos sin citar la fuente o autor original (corta y pega); reproducir un texto propio publicado anteriormente sin hacer referencia al documento original (auto plagio); comprar, robar o pedir prestados los datos o la tesis para presentarla como propia; omitir referencias bibliográficas o citar textualmente sin usar comillas; utilizar ideas o razonamientos de un autor sin citarlo; utilizar material digital como imágenes, videos, ilustraciones, gráficas, mapas o datos sin citar al autor original y/o fuente. Así mismo tengo conocimiento de que cualquier uso distinto de estos materiales como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

Por lo anterior nos responsabilizamos de las consecuencias de cualquier tipo de plagio en caso de existir y declaramos que este trabajo no ha sido previamente presentado en ninguna otra institución educativa, organización, medio público o privado.



---

Carolina Antonia Curiel López

## **AGRADECIMIENTOS**

**A Dios**, por permitirme llegar hasta esta etapa de mi vida, porque a pesar de todas las adversidades, nunca me dejo sola, logrando terminar con una de mis metas.

**A la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro**, por cobijarme durante toda la carrera, por darme las herramientas necesarias para adquirir nuevos conocimientos, por la formación ética y profesional que me brindó y darme las mejores experiencias de mi vida.

**A la Dra. Aida Isabel Leal Robles** por haber aceptado ser mi asesora principal de Tesis y orientarme hacia el área del cultivo *in vitro*, por la paciencia y confianza que me tuvo al empezar a trabajar con este experimento, por el conocimiento que me aportó durante todo este proceso.

**A la M. C. Eulalia Edith Villavicencio Gutiérrez** por su amabilidad, amistad y reforzar mis conocimientos en el cultivo *in vitro*, por todo el tiempo que me dedicó para poder terminar este trabajo de investigación, por siempre brindarme su apoyo y estar dispuesta a seguir retroalimentando mis conocimientos y por enseñarme como se trabaja en un laboratorio de manera ordenada respetando los protocolos correspondientes.

**A la Dra. Alejandra Torres Tapia**, por su amabilidad, al brindarme los conocimientos sobre la importancia de la calidad de las semillas y el porqué es necesario realizar estas pruebas, por la confianza que me otorgó al estar trabajando en el laboratorio.

**Al Instituto nacional de Investigaciones Forestales Agrícolas y Pecuarias (INIFAP)**, por darme la oportunidad de poder realizar mis prácticas profesionales y brindarme las herramientas necesarias para llevar a cabo este trabajo de investigación.

**A mis padres**, Sixto Esteban Curiel Ortíz y Eusebia Victoria López Aparicio, a quienes amo con el alma, por todo el amor, cariño, y esfuerzo que siempre me han brindado, por todo el apoyo incondicional que siempre me han regalado, por cuidar de mí, a pesar de la distancia y por darme sus consejos para ser una mejor persona.

**A mis hermanos** Héctor Carlos Curiel López, Libia Alicia Curiel López, Delia Trinidad Curiel López, Ángel Mario Curiel López y a mi cuñada Viridiana Cortez por todo el apoyo ilimitado que me ofrecieron y por cada minuto de su tiempo que me regalaron cuando lo necesitaba.

**A mis primos (as)**, que de alguna manera estuvieron presentes durante este proceso en especial a Miguel Ángel Pérez Curiel, gracias a él, decidí entrar en esta universidad y por haber elegido la carrera que me ha dejado grandes enseñanzas y por todo su apoyo que me brindó.

**A padrin@s, tí@s**, especialmente a mis tías Guadalupe Curiel, Florencia Curiel y Emma López, por el gran apoyo que me brindaron en este recorrido por cada uno de sus ánimos y consejos que me dieron para que no me rindiera. Siempre les estaré muy agradecida.

**A mis amigos** Everardo Agüero, Raúl Morales, Sarahi Fuentes, Blanca Pérez, Mary Cruz, por todos sus ánimos, en especial a José Jiménez, Pamela Sánchez, Zdenko Arellano, por todo el apoyo que me brindaron, por no dejarme sola y estar acompañándome en este trayecto de mi vida, por siempre ayudarme a seguir creciendo profesionalmente y por haber formado una nueva familia.

## DEDICATORIA

**A mis padres**, Sixto Esteban Curiel Ortíz y Eusebia Victoria López Aparicio, por todo su amor y ser un ejemplo a seguir, por todos los valores que me han enseñado, por siempre corregir mis faltas y celebrar conmigo cada uno de mis logros, por apoyar la decisión de seguir estudiando y confiar en mí, por todo el esfuerzo y sacrificio que hicieron para lograr ser quien soy y llegar a esta etapa de mi vida.

**A mis hermanos** y mi primo Miguel Pérez por todo su cariño y apoyo que me han brindado.

## ÍNDICE DE CONTENIDO

<b>AGRADECIMIENTOS</b> .....	4
<b>DEDICATORIA</b> .....	6
<b>ÍNDICE DE CONTENIDO</b> .....	V
<b>ÍNDICE DE CUADROS</b> .....	VIII
<b>ÍNDICE DE FIGURAS</b> .....	IX
<b>ÍNDICE DE ANEXOS</b> .....	XI
<b>RESUMEN</b> .....	XII
<b>I. INTRODUCCIÓN</b> .....	1
<b>II. OBJETIVOS</b> .....	3
<b>2.1 Objetivo general</b> .....	3
<b>2.2 Objetivos específicos</b> .....	3
<b>III. HIPÓTESIS</b> .....	4
<b>IV. REVISIÓN DE LITERATURA</b> .....	5
<b>4.1 Familia Asparagaceae</b> .....	5
<b>4.2 Género Agave</b> .....	5
4.2.1 Características .....	6
<b>4.3 Taxonomía</b> .....	6
4.3.1 Distribución del género .....	7
<b>4.4 Descripción de la especie de <i>Agave potatorum</i></b> .....	7
<b>4.5 Características botánicas</b> .....	8
4.5.1 Plantas .....	8
4.5.2 Hojas .....	8
4.5.3 Inflorescencia .....	8
4.5.4 Flores .....	9
4.5.5 Cápsulas .....	9

4.5.6	Semillas.....	9
<b>4.6</b>	<b>Hábitat y distribución de la especie.....</b>	<b>11</b>
<b>4.7</b>	<b>Usos culturales.....</b>	<b>11</b>
<b>4.8</b>	<b>Concepto de semilla.....</b>	<b>13</b>
4.8.1	Semilla ortodoxa.....	14
4.8.2	Semilla recalcitrante.....	15
4.8.3	Semilla exendospermada.....	15
4.8.4	Semilla endospermada.....	15
4.8.5	Semilla perispermada.....	16
<b>4.9</b>	<b>Estructura de las semillas de <i>Agave potatorum</i>.....</b>	<b>16</b>
<b>4.10</b>	<b>Germinación.....</b>	<b>16</b>
4.10.1	Germinación epigea.....	17
4.10.2	Germinación hipogea.....	17
<b>4.11</b>	<b>Pruebas físicas y fisiológicas.....</b>	<b>18</b>
<b>4.12</b>	<b>Luz.....</b>	<b>20</b>
<b>4.13</b>	<b>Uso de luz LED en el proceso de germinación.....</b>	<b>21</b>
<b>V.</b>	<b>MATERIALES Y MÉTODOS.....</b>	<b>23</b>
<b>5.1</b>	<b>Ubicación geográfica del sitio experimental.....</b>	<b>23</b>
<b>5.2</b>	<b>Material vegetativo.....</b>	<b>23</b>
<b>5.3</b>	<b>Caracterización Morfológica.....</b>	<b>24</b>
5.3.1	Análisis métrico (AM).....	24
<b>5.4</b>	<b>Pruebas Físicas.....</b>	<b>24</b>
5.4.1	Análisis de pureza (PS).....	24
5.4.2	Peso de mil semillas (PMS).....	25
	.....	25
5.4.3	Peso volumétrico (PV).....	26
<b>5.5</b>	<b>Pruebas Fisiológicas.....</b>	<b>26</b>
5.5.1	Viabilidad con tetrazolio (V).....	26



5.5.2	Germinación estándar (GE).....	27
<b>5.6</b>	<b>Análisis estadístico .....</b>	<b>29</b>
<b>5.7</b>	<b>Germinación <i>in vitro</i>.....</b>	<b>29</b>
5.7.1	Preparación del medio de cultivo.....	29
5.7.2	Establecimiento de semillas .....	30
<b>5.8</b>	<b>Germinación <i>ex vitro</i>.....</b>	<b>32</b>
5.8.1	Preparación del sustrato y establecimiento de semillas.....	32
<b>5.9</b>	<b>Variables evaluadas .....</b>	<b>33</b>
<b>5.10</b>	<b>Diseño del experimento.....</b>	<b>34</b>
<b>5.11</b>	<b>Modelo estadístico.....</b>	<b>34</b>
<b>VI.</b>	<b>RESULTADOS Y DISCUSIÓN .....</b>	<b>35</b>
<b>6.1</b>	<b>Caracterización Morfológica .....</b>	<b>35</b>
<b>6.2</b>	<b>Pruebas Físicas .....</b>	<b>36</b>
6.2.1	Análisis de pureza (PS).....	36
6.2.2	Peso de mil semillas (PMS).....	38
6.2.3	Peso volumétrico (PV).....	40
<b>6.3</b>	<b>Pruebas fisiológicas.....</b>	<b>40</b>
6.3.1	Viabilidad con tetrazolio (V).....	40
6.3.2	Germinación estándar (GE).....	42
6.3.3	Análisis por tratamientos.....	44
<b>6.4</b>	<b>Análisis de variables dependientes <i>in vitro</i> y <i>ex vitro</i> .....</b>	<b>48</b>
<b>6.5</b>	<b>Germinación <i>in vitro</i>.....</b>	<b>49</b>
<b>6.6</b>	<b>Germinación <i>ex vitro</i>.....</b>	<b>51</b>
<b>VII.</b>	<b>CONCLUSIONES .....</b>	<b>55</b>
<b>VIII.</b>	<b>RECOMENDACIONES .....</b>	<b>55</b>
<b>IX.</b>	<b>LITERATURA CITADA .....</b>	<b>56</b>
<b>X.</b>	<b>ANEXOS.....</b>	<b>69</b>

## ÍNDICE DE CUADROS

<b>Cuadro 1.</b> Análisis de pureza de semillas del maguey papalome ( <i>Agave potatorum</i> Zucc.) mpio. San Miguel Piedras del distrito de Nochixtlán, Oaxaca, México.....	37
<b>Cuadro 2.</b> Calidad física de las semillas del maguey papalome ( <i>Agave potatorum</i> Zucc.) mpio. San Miguel Piedras del distrito de Nochixtlán, Oaxaca, México.....	39
<b>Cuadro 3.</b> Análisis de viabilidad en semillas del maguey papalomé ( <i>Agave potatorum</i> Zucc.) mpio. San Miguel Piedras del distrito de Nochixtlán, Oaxaca, México.....	41
<b>Cuadro 4.</b> Germinación estándar por tamaño de semillas de maguey papalome ( <i>Agave potatorum</i> Zucc.) mpio. San Miguel Piedras del distrito de Nochixtlán, Oaxaca, México.....	42
<b>Cuadro 5.</b> Germinación, longitud de radícula e hipocótilo por tratamiento en maguey papalomé ( <i>Agave potatorum</i> Zucc.) mpio. San Miguel Piedras del distrito de Nochixtlán, Oaxaca, México.....	47

## ÍNDICE DE FIGURAS

<b>Figura 1.</b> <i>Agave potatorum</i> Zucc. A. roseta; B. hoja; C. inflorescencia; D. bráctea del pedúnculo; E. flor; F. flor disecada; G. detalle de la inserción del filamento; H. estilo y estigma; I. cápsula; J. semilla. (Tomado de García-Mendoza 2010).....	10
<b>Figura 2.</b> Distribución de <i>Agave potatorum</i> Zucc. en México .....	11
<b>Figura 3.</b> Partes de una semilla.....	14
<b>Figura 4.</b> Germinación epigea del <i>Agave potatorum</i> Zucc. ....	17
<b>Figura 5.</b> Ejemplo de germinación hipogea (Fuente: MAKY.OREL [CC BY-SA 4.0 ( <a href="https://creativecommons.org/licenses/by-sa/4.0">https://creativecommons.org/licenses/by-sa/4.0</a> )] vía Wikimedia Commons) .....	18
<b>Figura 6.</b> Área de distribución de <i>Agave potatorum</i> Mpio. San Miguel Piedras del distrito de Nochixtlán, Oaxaca, México.....	23
<b>Figura 7.</b> Prueba de pureza de semillas de <i>A. potatorum</i> con soplador South Dakota. ....	25
<b>Figura 8.</b> Figura 8. Caracterización de semillas por tamaño del maguey papalomé ( <i>Agave potatorum</i> ). .....	25
<b>Figura 9.</b> Peso volumétrico de las semillas de <i>A. potatorum</i> Zucc.....	26
<b>Figura 10.</b> Prueba de viabilidad del <i>A. potatorum</i> Zucc. a) Embrión expuesto, b) Semillas en solución de tetrazolio, c) incubación de las semillas con tetrazolio durante una hora y media.....	27
<b>Figura 11.</b> Preparación de Ácido giberélico .....	28
<b>Figura 12.</b> Establecimiento de semillas de <i>A. potatorum</i> Zucc. con tratamientos. ....	29
<b>Figura 13.</b> Preparación del medio de cultivo.....	30
<b>Figura 14.</b> Establecimiento in vitro de semillas de <i>A. potatorum</i> .....	31
<b>Figura 15.</b> Establecimiento en las luces led.....	32
<b>Figura 16.</b> Preparación del sustrato para siembra <i>ex vitro</i> . .....	33
<b>Figura 17.</b> a): Longitud de hipocotilo (Lh) y b): radícula (Lr). .....	33
<b>Figura 18.</b> Análisis métrico en tamaños de semilla (aumentos 53.1 X); a) Chica, b) Mediana y c) Grande de maguey papalomé ( <i>Agave potatorum</i> Zucc.) mpio. San Miguel Piedras del distrito de Nochixtlán, Oaxaca, México. a) Semilla chica; b) Semilla mediana; c) Semilla grande.....	35
<b>Figura 19.</b> Análisis métrico los diferentes tamaños de semilla de maguey papalomé ( <i>Agave potatorum</i> Zucc.) Mpio. San Miguel Piedras del distrito de Nochixtlán, Oaxaca, México.....	36

<b>Figura 20.</b> Pureza de semillas del maguey papalome ( <i>Agave potatorum</i> Zucc mpio. San Miguel Piedras del distrito de Nochixtlán, Oaxaca, México. a) Semilla pura; b) Semilla vana y materia inerte. ....	38
<b>Figura 21.</b> a) Peso mil semillas (PMS); b) Peso volumétrico (PV). ....	39
<b>Figura 22.</b> Pruebas físicas a) Peso mil semillas (PMS); b) Peso volumétrico (PV) por tamaño de semillas del maguey papalomé ( <i>Agave potatorum</i> Zucc.) mpio. San Miguel Piedras del distrito de Nochixtlán, Oaxaca, México.....	39
<b>Figura 23.</b> Porcentaje de viabilidad de las semillas del maguey papalomé ( <i>Agave potatorum</i> Zucc.). ....	41
<b>Figura 24.</b> Prueba de viabilidad por tamaño de semilla del maguey papalomé ( <i>Agave potatorum</i> Zucc.) mpio. San Miguel Piedras del distrito de Nochixtlán, Oaxaca, México. a) Semillas viables; b) Semillas no viables. ....	42
<b>Figura 25.</b> Germinación estándar de semillas en maguey papalomé ( <i>Agave potatorum</i> Zucc.) mpio. San Miguel Piedras del distrito de Nochixtlán, Oaxaca, México.....	43
<b>Figura 26.</b> Germinación por tamaños y tratamientos de las semillas de <i>Agave potatorum</i> .....	44
<b>Figura 27.</b> Variables de PN, PA y SSG a los 10 dds (a) y 15 dds (b).....	45
<b>Figura 28.</b> Germinación por tratamiento en semillas del maguey papalome ( <i>Agave potatorum</i> Zucc.) mpio. San Miguel Piedras del distrito de Nochixtlán, Oaxaca, México. T1 = 500 ppm de ácido giberélico (AG <sub>3</sub> ). T2 = 1000 ppm de ácido giberélico (AG <sub>3</sub> ); T3 = 50% inoculación de micorriza ( <i>Glomus intraradicens</i> ); T4 = 100% inoculación de micorriza ( <i>Glomus intraradicens</i> ); T5 = 25% inoculación <i>Bacillus subtilis</i> ; T6 = 75% inoculación <i>Bacillus subtilis</i> ; T7 = Testigo con agua destilada. ....	47
<b>Figura 29.</b> Variables dependientes <i>in vitro</i> y <i>ex vitro</i> . ....	49
<b>Figura 30.</b> Porcentaje de germinación <i>in vitro</i> de <i>A. potatorum</i> Zucc., por tipo de luz. ....	50
<b>Figura 31.</b> Longitud de hoja y radícula <i>A. potatorum</i> .....	51
<b>Figura 32.</b> a: número de hojas por planta; b: peso de la planta del <i>A. potatorum</i> . ....	51
<b>Figura 33.</b> Porcentaje de germinación <i>ex vitro</i> de <i>A. potatorum</i> Zucc., por tipo de luz.....	52
<b>Figura 34.</b> Longitud de hoja y radícula, del <i>A. potatorum</i> Zucc.....	53
<b>Figura 35.</b> a: Número de hojas por planta; b: peso de la planta del <i>A. potatorum</i> Zucc.. ....	53

## ÍNDICE DE ANEXOS

<b>Anexo 1.</b> Cuadrados medios del ANOVA y nivel de significancia para las variables morfológicas en la semilla de maguey papalomé ( <i>Agave potatorum</i> Zucc.) Mpio. San Miguel Piedras del distrito de Nochixtlán, Oaxaca, México.....	69
<b>Anexo 2.</b> Cuadrados medios del ANOVA y nivel de significancia para las pruebas físicas y fisiológicas de la semilla de maguey papalomé ( <i>Agave potatorum</i> Zucc.) Mpio. San Miguel Piedras del distrito de Nochixtlán, Oaxaca, México.....	69
<b>Anexo 3.</b> Cuadrados medios del ANOVA y nivel de significancia para la prueba de germinación estándar a los 10 dds y 15 dds de maguey papalomé ( <i>Agave potatorum</i> Zucc.) .....	69
<b>Anexo 4.</b> Cuadrados medios del ANOVA y nivel de significancia para las pruebas fisiológicas (variables de longitud de hipocótilo y radícula) de la semilla de maguey papalomé ( <i>Agave potatorum</i> Zucc.) Mpio. San Miguel Piedras del distrito de Nochixtlán, Oaxaca, México. ....	70
<b>Anexo 5.</b> Cuadrados medios del ANOVA y nivel de significancia para el porcentaje de germinación <i>in vitro</i> y <i>ex vitro</i> en diferentes tipos de luz de la semilla de maguey papalomé ( <i>Agave potatorum</i> Zucc.) Mpio. San Miguel Piedras del distrito de Nochixtlán, Oaxaca, México. ....	70
<b>Anexo 6.</b> Cuadrados medios del ANOVA y nivel de significancia para las variables germinadas <i>in vitro</i> : longitud de hipocótilo (Lh) y radícula (Lr), número de hojas (Nh) y peso fresco (Pf) de la plántula de maguey papalomé ( <i>Agave potatorum</i> Zucc.) Mpio. San Miguel Piedras del distrito de Nochixtlán, Oaxaca, México.....	70
<b>Anexo 7.</b> Cuadrados medios del ANOVA y nivel de significancia para las variables germinadas <i>ex vitro</i> : longitud de hipocótilo (Lh) y radícula (Lr), número de hojas (Nh) y peso fresco (Pf) de la plántula de maguey papalomé ( <i>Agave potatorum</i> Zucc.) Mpio. San Miguel Piedras del distrito de Nochixtlán, Oaxaca, México.....	71
<b>Anexo 8.</b> Cuadrados medios del ANOVA y nivel de significancia para el porcentaje de las variables Lh, Lr, Nh y Pf de la germinación <i>in vitro</i> y <i>ex vitro</i> en diferentes tipos de luz de la semilla de maguey papalomé ( <i>Agave potatorum</i> Zucc.) Mpio. San Miguel Piedras del distrito de Nochixtlán, Oaxaca, México.....	71

## RESUMEN

Con el propósito de generar una estrategia de conservación y propagación del *Agave potatorum* Zucc. se realizó una evaluación de atributos físicos (AF) y fisiológicos (AFs), así como la germinación *in vitro* y *ex vitro* aplicando tres tipos de intensidad de luz: blanca (400-500 nm), azul (400 nm) y roja (700 nm). Las semillas del agave se colectaron en el municipio de San Miguel Piedras, distrito de Nochixtlán, Oaxaca. En tres tamaños de semilla se evaluaron AF; pureza (P, %), peso de mil semillas (PMS, g) y peso volumétrico (PV, kg HL<sup>-1</sup>). Los AFs; viabilidad (V, %) y germinación (GE, %) se realizaron de acuerdo al ISTA. En la GE se evaluaron siete tratamientos (T1 = 500 ppm de ácido giberélico (AG<sub>3</sub>), T2 = 1000 ppm de AG<sub>3</sub>; T3 = 50% inoculación de micorriza (*Glomus intraradicens*); T4 = 100% inoculación de micorriza (*Glomus intraradicens*); T5 = 25% inoculación *Bacillus subtilis*; T6 = 75% inoculación *Bacillus subtilis* y T7 = Testigo con agua destilada, evaluando las variables; plantas normales (PN), anormales (PA) y semillas sin germinar (SSG). En la germinación (G) *in vitro* y *ex vitro*, se evaluó el efecto de tres tipos de intensidad de luz, registrando como variables: longitud de radícula (Lr, cm) e hipocótilo (Lh, cm), número de hojas por planta (Nh) y peso fresco (Pf, g). Los resultados más representativos fueron; en el AF se obtuvo una P de 70.51 % con 29.48 % de materia inerte y diferencias en PMS. El PV aumenta conforme el tamaño de la semilla disminuye, siendo de 31.17 kg HL<sup>-1</sup>. La interacción, tamaño por tratamiento presenta diferencias significativas ( $p \leq 0.05$ ) en GE, PN, PA y SSG, la semilla chica tiene mayor cantidad de SSG. El análisis de GE mostró que los tratamientos T1 y T6 superan en germinación al resto de los tratamientos con 64% y 60% de PN, a excepción del T5, donde no hubo respuesta. En G *in vitro* la luz azul fue mejor (83 %), mientras que en G *ex vitro* la luz blanca tuvo el mayor porcentaje (81 %). En cuanto a las variables evaluadas *in vitro* la luz blanca (400-500 nm), tuvo un mayor resultado (Lh: 4.97 cm; Lr: 2.53 cm; Nh: 1.83 %; Pf: 0.24 g), en la G *ex vitro* la luz roja (700 nm), presentó 7 cm de Lh, 1.89 cm en Lr y 1.86 Nh con luz blanca, mientras que el Pf fue favorecida por la luz azul. Los diferentes atributos evaluados describen la calidad del germoplasma y permiten precisar un tratamiento como estrategia de propagación y conservación de la especie.

**Palabras clave:** Ácido giberélico, Iluminación LED, *in vitro*, Maguey tobalá, Tetrazolio.

## I. INTRODUCCIÓN

México es un país megadiverso, alberga un gran número de especies de animales y vegetales, donde existen aproximadamente 150 a 217 especies de agaves que se distribuyen desde Sonora hasta Chiapas y de Tamaulipas hasta la Península de Yucatán, siendo desde hace mucho tiempo de gran importancia para muchas comunidades rurales, como fuente de alimento (flores), bebida (tallos), medicina (hojas), ornato (planta), forraje (pencas), entre otros usos (García-Mendoza, 2010; Espinosa, 2015; CONABIO, 2021).

Las especies nativas de agave satisfacen distintas necesidades, especialmente para la elaboración de mezcal, una bebida alcohólica muy apreciada por sus cualidades organolépticas suaves. La elaboración del mezcal, constituye una de las pocas actividades locales que determinan un ingreso monetario significativo para la economía familiar (Torres *et al.*, 2013).

En el Estado de Oaxaca la producción de mezcal se ha realizado aproximadamente desde el siglo XVI, elaborando esta bebida artesanal a partir de 7 especies nativas de agave como; “arroqueño” (*Agave americana* L. var. *oaxacensis* Gentry), “espadín” (*A. angustifolia* Haw), “coyote” (*A. americana* L); “mexicano” (*Agave* aff. *Rhodacantha* Trel), “barril” (*Agave rhodacantha* Trel); “jabalí” y “tobasiche” (*Agave karwinskii* Zucc.); tepeztate (*A. marmorata*) y “tobalá” (*Agave potatorum* Zucc). Actualmente, es una actividad de gran importancia económica y social muy relevante, existiendo 13 distritos donde se cultiva el agave nativo en una superficie de 31,287 km<sup>2</sup>, distribuidos en 256 comunidades localizadas principalmente en la “Región del Mezcal” integrada por siete distritos políticos que son: Tlacolula, Yautepec, Miahuatlán, Ejutla, Ocotlán, Zimatlán y Sola de Vega (Bautista y Smit, 2012; Martínez *et al.*, 2019).

La Región Mixteca-Zapoteca (Mix-Za), no está incluida en la “Región del Mezcal”; sin embargo, se produce un excelente mezcal del agave “tobalá o papalometl” (*Agave potatorum* Zucc.). Esta región se conforma por los municipios de San Miguel Piedras, San Francisco Infiernillo, Yutanduchi de Guerrero, San Pedro

Tezacoalco y San Mateo Sindihui. El mezcal tobalá que se produce tiene un excelente sabor el cual tiene una gran demanda por el consumidor nacional y extranjero (Ojeda *et al.*, 2016).

En los últimos 10 años, la demanda del mezcal de esta especie (*A. potatorum*), ha aumentado en el mercado; en 2015 se realizó un censo en las comunidades de Infiernillo San Francisco, San Miguel Piedras, Chidoco, Río Minas y San José Río Minas de los distritos de Zaachila, Zimatlan y Nochixtlan, encontrando 29 ha cultivadas con *A. potatorum*, con una producción estimada de mezcal de 26,000 litros anuales y para el 2018 hubo una producción de 179, 708.1 litros de mezcal (Escamirosa *et al.*, 2019). Con esto, se ha generado un impacto en la reducción de las poblaciones naturales y baja producción de semilla, debido a que los productores de mezcal, extraen la planta de *A. potatorum* completa antes de la floración para evitar que la cantidad de azúcares disminuya; no obstante, este aspecto interfiere con la etapa reproductiva de la planta y evita la producción de semillas requeridas para seguir reproduciéndose, lo que pone en riesgo la regeneración natural y las necesidades de materia prima requeridos por la industria en la elaboración de la bebida tobalá. Lo anterior, sumando a la incidencia de plagas como el picudo del agave (*Scyphophorus acupunctatus* Gyllenhal.), la incidencia del toro o escarabajo (*Strategus aloeus* L.) hongos (*Fusarium oxysporum*, *Fusarium spp* y *Cercopsora agavícola*) y bacterias (*Pectobacterium sp*, syn: *Erwinia corotovora*) que han afectado las áreas de producción ocasionando daños severos a las plantas (Escamirosa-Tinoco *et al.*, 2016).

Con el propósito de generar estrategias de propagación para la especie *A. potatorum*, el presente trabajo se enfocó a evaluar la calidad física y fisiológica de la semilla y determinar el efecto diferentes ondas de luz en la germinación *ex vitro* e *in vitro* para comparar las características físicas de las plántulas obtenidas como respuesta en cada longitud de onda.



## II. OBJETIVOS

### 2.1 Objetivo general

Realizar la caracterización morfológica de la semilla y evaluar la calidad física y fisiología del germoplasma.

Determinar el efecto de la fuente de iluminación en la germinación de las semillas de *Agave potatorum* utilizando tres diferentes colores de lámparas de luz led.

### 2.2 Objetivos específicos

1. Realizar la caracterización morfológica, análisis de pureza, peso de 1000 semillas, peso volumétrico, viabilidad de las semillas y porcentaje de germinación de *Agave potatorum*.
2. Determinar el porcentaje de germinación de las semillas de *Agave potatorum* cultivadas bajo condiciones *in vitro* y *ex vitro* incubadas bajo tres diferentes longitudes de onda de luz blanca (400-500 nm), azul (400 nm) y roja (700 nm).
3. Comparar las características físicas (longitud de radícula e hipocotilo, número de hojas, peso fresco, etc.) de las plántulas incubadas *in vitro* y *ex vitro* bajo tres diferentes condiciones de longitud de onda de luz blanca (400-500 nm), azul (400 nm) y roja (700 nm).

### III. HIPÓTESIS

La morfología, así como los atributos de calidad física y fisiológica de la semilla de *A. potatorum* influyen en la germinación *in vitro* y *ex vitro*.

La exposición de semillas de *Agave potatorum* Zucc a diferentes longitudes de onda (luz roja, azul y blanca) puede ser un factor determinante para el proceso de germinación y desarrollo de las plántulas dependiendo del espectro de luz absorbido.

## IV. REVISIÓN DE LITERATURA

### 4.1 Familia Asparagaceae

Son plantas monocotiledóneas, perennes y suculentas, debido a que tienen la capacidad de retener mayor cantidad de agua, en esta familia botánica se incluyen alrededor de 150 géneros y más de 3000 especies. En principio el género *Agave* se clasificaba dentro de la familia *Amaryllidaceae*, posteriormente en *Agavaceae* y en estudios recientes con base a evidencias morfológicas y moleculares pasó a ser de la familia *Asparagaceae* (Trópicos, 1982); sin embargo, desde el punto de vista molecular aún no está bien caracterizada. Dentro de esta familia botánica, se agrupan géneros; *Agave*, *Beschorneria*, *Furcraea*, *Hesperaloe*, *Manfreda*, *Polianthes*, *Prochnyanthes* y *Yucca* (Hackman *et al.*, 2006; Porras, 2017; García *et al.*, 2019).

De acuerdo con Martínez y Bautista (2013), las plantas pertenecientes a esta familia presentan un metabolismo ácido de las crasuláceas (CAM), por lo que se logran desarrollar bien en regiones áridas y semiáridas, donde especies con metabolismo C3 tendrían pocas probabilidades de sobrevivir.

### 4.2 Género *Agave*

Los agaves son plantas xerófitas que presentan características que le ayudan a sobrevivir en ambientes desfavorables, aproximadamente un 75% del total de especies se pueden encontrar dentro del territorio mexicano y de este porcentaje un 57 % - 69 % son endémicas. Algunas de ellas tienen relevancia antropogénica desde la época prehispánica, por otra parte debido a la explotación constante, se ha ocasionado un desequilibrio en las poblaciones de especies silvestres (Hackman *et al.*, 2006; García-Mendoza, 2007; Scheinvar, 2008; León *et al.*, 2013; Espinoza, 2015; Lara y Alpuche, 2016; Bautista, 2019; García *et al.*, 2019; Fonseca-Varela, 2020).

El género se ha clasificado en dos subgéneros: *Littaea*, con 8 grupos reconociendo entre 53 y 54 especies y el subgénero *Agave* con 12 grupos

reconociendo de 150 a 217 especies. La diferencia que hay entre estos dos subgéneros radica en el tipo de inflorescencia; el primero posee inflorescencia en forma de espiga y flores en pares; mientras, que el segundo subgénero presenta inflorescencias paniculadas y las flores se encuentran en forma de umbelas sobre pedúnculos laterales (Gentry, 1982; Espinoza, 2015).

#### 4.2.1 Características

Aguirre (2004); Hackman *et al.* (2006) y García-Mendoza (2007), mencionan que son fáciles de reconocer por sus distintivas hojas en forma de rosetas, gruesas, duras y rígidas, se caracterizan por el borde de la hoja crenado, poseen una espina terminal afilada que van desde milímetros hasta los 5 centímetros aproximadamente, dispone de espigas de flores. Son plantas generalmente con o sin tallo aparente (acaulscentes). Muchos producen olores fuertes y amargos que atraen a los murciélagos (*Leptonycteris spp.*) mientras que otros producen olores dulces para atraer a los insectos (Félix- Valdez, 2014).

Los agaves pueden propagarse vegetativamente a través de brotes, basales y rizomas y es evidente que los brotes enraizados en el suelo tienen una mayor posibilidad de supervivencia que las rosetas sin raíces expuestas al ambiente.

### 4.3 Taxonomía

**Reino:** Plantae

**División:** Magnoliophyta

**Clase:** Liliopsida

**Orden:** Asparagales

**Familia:** Asparagaceae

**Género:** *Agave*

**Especie:** *potatorum* Zucc.

#### 4.3.1 Distribución del género

El género *Agave* es nativo del continente americano, es común encontrarlos por el suroeste de Estados Unidos, América del sur, el Mediterráneo y principalmente en el territorio mexicano, ya que presenta una amplia distribución y diversidad. Generalmente habitan dentro de la vegetación de matorral desértico rosetófilo, no obstante, su distribución es irregular, debido a que en algunas regiones se encuentran más especies que en otras, principalmente en las regiones áridas y semiáridas (Arizaga y Ezcurra, 1995; Flores y Macías, 2013; Bautista, 2019). México, se considera centro de origen del género *agave*, debido a la extensa diversidad que presenta, siendo Tehuacán-Cuicatlán el área de mayor variabilidad morfológica silvestre y de domesticación que va de la mano con la variedad de climas, albergando entre 15 y 24 especies diferentes (García-Valenzuela, 2011; Porras, 2017).

#### 4.4 Descripción de la especie de *Agave potatorum*

La especie fue descrita por Zuccarini en 1832. Se cree que fue colectada cerca de Tehuacán-Puebla, debido a que fue publicada junto con otras dos especies de *agave* localizadas en el mismo valle (*Agave macroacantha* Zucc. y *A. karwinskii* Zucc.). Posteriormente, Zuccarini (1833) como lo refiere García-Mendoza (2010), facilitó información del hábito de crecimiento, entre otras características físicas de la planta.

El nombre del *Agave potatorum* se conoce como “papalometl” (del náhuatl: papalotl = mariposa y metl = maguey), el epíteto específico proviene del latín *potator*, -oris bebedor (de vino) y que en griego significa “admirable”. Estas plantas presentan un característico arreglo de hojas que poseen funciones que benefician a la planta, esta adaptación minimiza la sombra que proyecta una hoja sobre otra y permite que el agua en forma de lluvia se concentre a la zona de la raíz con mayor eficiencia. Su principal polinizador es el murciélago *Leptonycteris yerbabuena*, pero no se descarta que también es visitada por diferentes aves e insectos (Aguirre, 2004; Félix-Valdez, 2014; Ortiz-Hernández *et al.*, 2018; Fonseca-Varela, 2020).

## **4.5 Características botánicas**

Diversos autores, Gentry (1982), Aguirre (2004); Espinosa (2015) y Fonseca-Varela (2020), refieren aspectos sobre las características botánicas haciendo mención que están descritas como plantas perennes, con hojas pequeñas glaucas, con coloración de blanquizas a verdes, que se sitúan en espiral y acomodadas en rosetas compactas alrededor de un tallo. Por lo general, suele presentar hojas suculentas, fibrosas y carnosas, que le permiten el almacenamiento de agua, presenta una forma ovada y los márgenes tienen una gran diversidad morfológica, pero casi siempre tienen borde crenado y presentan una espina curvada al final del ápice.

### **4.5.1 Plantas**

Son perennes, solitarias, acaules, monocárpico, no genera hijuelos. Rosetas compactas con altura de 30 a 60 cm y diámetro de 34 a 60 cm.

### **4.5.2 Hojas**

Presenta 30-100 hojas por planta, con un largo de 15 a 35 cm y 5 - 10 cm de ancho, es de tipo erecto, rígidas, planas o algo cóncavas hacia el ápice, engrosadas hacia la base, glaucas a verde-glaucas; margen sinuado a crenado, mamilas 4 - 10 mm alto; con dientes en la parte media de 4 - 12 mm de largo y 4 - 8 mm de ancho (García-Mendoza, 2010).

### **4.5.3 Inflorescencia**

Registran una altura de 3 - 6 m, porción fértil en la mitad o tercio superior, paniculada, abierta, con 7 - 25 ramas primarias 10 - 30 cm de largo, separadas entre sí por 15 - 30 cm, en ocasiones con ramas secundarias 0.5 - 4 cm de largo; pedúnculo verde a pardo-rojizo, brácteas del pedúnculo 12 - 20 cm de largo, 3.5 - 4 cm de ancho en la base, triangulares, consistencia de papel (cartáceo), con algunos dientecillos en el margen, espina 0.5 - 2.5 cm de largo, 0.7 - 1 cm de

ancho, pardo-rojiza; brácteas de las ramas primarias 5-8 cm de largo, 2 - 5 cm de ancho, ovadas, amplexicaules (Torres *et al.*, 2013).

#### 4.5.4 Flores

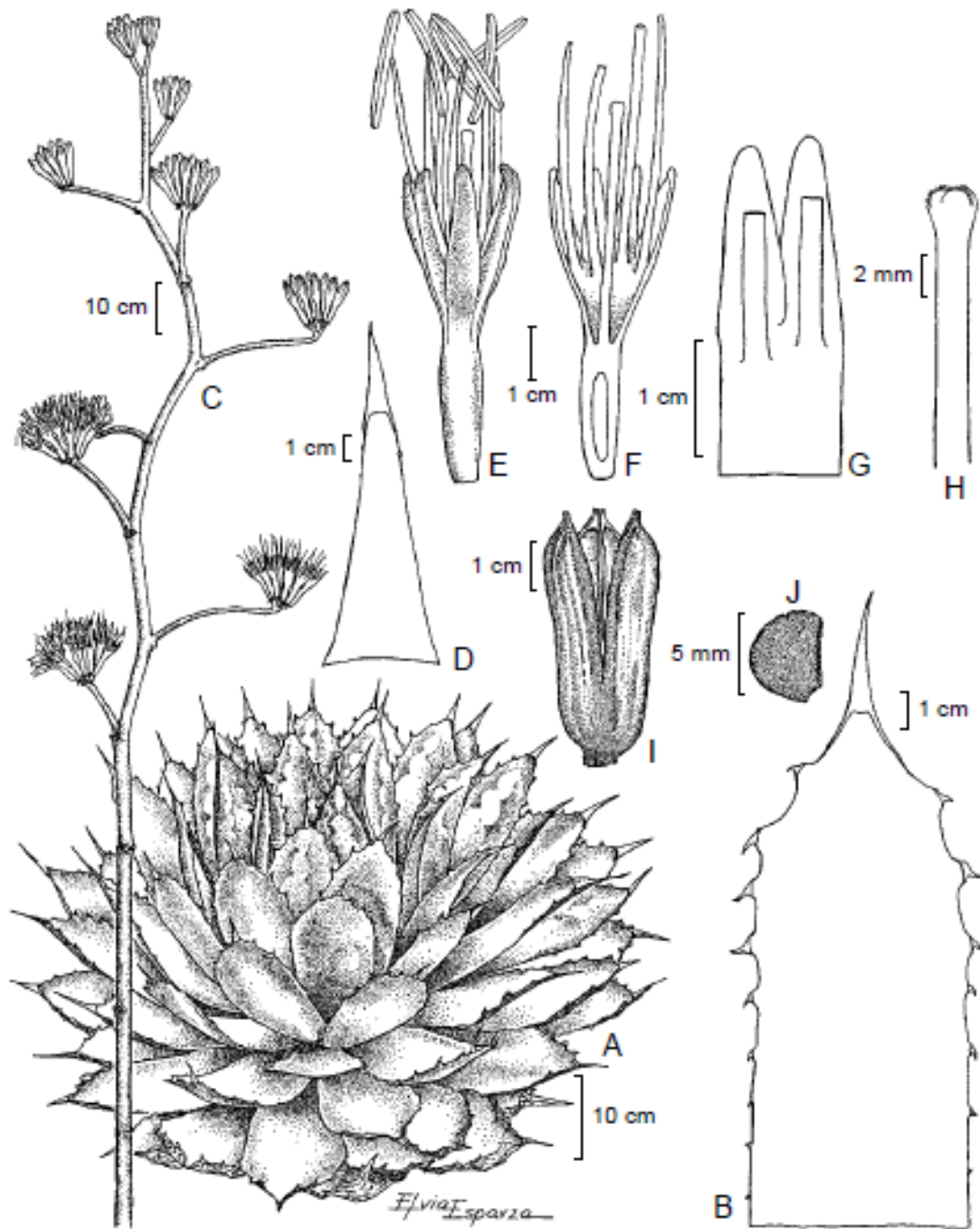
Registran de 15 - 40 por umbela, 5 - 7 cm largo, campanuladas a algo urceoladas, suculentas, verde amarillentas con tintes purpúreos o rojizos,, ovario verde; pedicelos 1 - 1.5 cm largo; ovario 2.5 - 3 cm largo, 4 - 6 mm ancho, cilíndrico a ligeramente triquetro, cuello 2 - 5 mm largo, tubo 1 - 1.6 cm largo, 0.8 - 1.8 cm diámetro en la porción distal, sulcado; tépalos 1.2 - 2 cm largo, 3 - 6 mm ancho, triangulares u oblongos, erectos, gruesos, los externos 1 - 2 mm más largos que los internos, margen involuto, ápice cuculado, duro, los internos aquillados; filamentos 3 - 4.5 cm largo, aplanados adaxialmente, insertados a la mitad o en el tercer cuarto superior del tubo, amarillentos, a veces con tintes purpúreos, anteras 1.5 - 2.5 cm largo, 2 - 3 mm ancho, rectas, versátiles, amarillentas; estilo 5.5 - 6 cm largo, estigma claviforme, trilobado. Florece de fines de agosto a diciembre y fructifica de noviembre a marzo (Bautista, 2019).

#### 4.5.5 Cápsulas

Van de 3.5 - 6 cm largo, 1.5 - 2 cm ancho, oblongas, estipitadas, rostradas.

#### 4.5.6 Semillas

Tamaño de 5 - 6 mm largo y 4 - 5 mm de ancho, lunulares, con un ala apenas perceptible, aplanadas, negras (García-Mendoza, 2010) (Figura 1).



**Figura 1.** *Agave potatorum* Zucc. A. roseta; B. hoja; C. inflorescencia; D. bráctea del pedúnculo; E. flor; F. flor disecada; G. detalle de la inserción del filamento; H. estilo y estigma; I. cápsula; J. semilla. (Tomado de García-Mendoza 2010)



#### 4.6 Hábitat y distribución de la especie

Existe gran diversidad de especies de magueyes silvestres, entre ellos se encuentra el *Agave potatorum* Zucc., que regionalmente se conoce como papalomé o tobalá, ésta especie se distribuye en las tierras altas áridas y semiáridas que abarca el extremo oriental de la cuenca del río Balsas, el Valle de Tehuacán-Cuicatlán, al pie de monte de las sierras Mixtecas, Sierra sur y montañas que rodean los Valles Centrales de Oaxaca, entre un intervalo altitudinal que va de los 1240 y 2400 msnm, donde se asocia con vegetación de pinos-encinos, selva baja caducifolia, matorral xerófilo con cactáceas columnares y matorral xerófilo con *Quercus*. Se desarrolla en sitios planos o con poca pendiente, sobre suelos arenosos derivados de rocas calizas (Gentry, 1982; Morales *et al.*, 2017; Gutiérrez-Hernández *et al.*, 2020) (Figura 2).



**Figura 2.** Distribución de *Agave potatorum* Zucc. en México

#### 4.7 Usos culturales

*Agave potatorum* Zucc es un recurso forestal no maderable a escala local y regional, con una gran importancia ecológica, cada individuo en edad

reproductiva puede producir de 2,000 a 9,500 semillas; sin embargo, justo antes de la emisión del escapo floral, el tallo o piña alcanza su mayor tamaño y contenido de azúcares, coincidiendo con el momento óptimo de corte para su procesamiento, lo que repercute en una fuerte disminución de las semillas, mismas que dejan de producirse por cada medio litro de mezcal, pues en promedio dos agaves rinden un litro de esta bebida artesanal y todo esto se traduce a pérdida de variabilidad genética y en la eventual extinción local de la especie a corto plazo. El manejo sustentable del recurso requiere tomar en cuenta la recuperación constante de poblaciones deterioradas y acuerdos comunitarios para cosechar no más del 70% de individuos adultos por población y así darle tiempo a que estas especies se sigan reproduciendo. (Torres *et al.*, 2013). Su aprovechamiento sin un manejo afecta la regeneración de las poblaciones naturales (Torres, 2009; Aguirre y Eguiarte, 2013; Delgado y Téllez, 2014; Bautista y Martínez, 2020).

El mezcal (del náhuatl mexcalli “agave horneado”), es una bebida que se obtiene a partir de la destilación del agave de diferentes especies, en México, sobre todo en las comunidades rurales, la producción artesanal del mezcal es muy importante, ya que representa una fuente de ingresos para la familia y se va convirtiendo en un modo de vida, esta tradición se ha ido heredando de generación en generación, empleando métodos tradicionales de destilado en palenques. Es un producto muy apreciado debido a que es utilizado en diferentes eventos como fiestas, trabajos, reuniones familiares, visitas a amigos, entre otras ocasiones (Aguirre y Eguiarte 2013; García-Vásquez *et al.*, 2018; Santiago-Osorio, 2019; Fonseca-Varela, 2020).

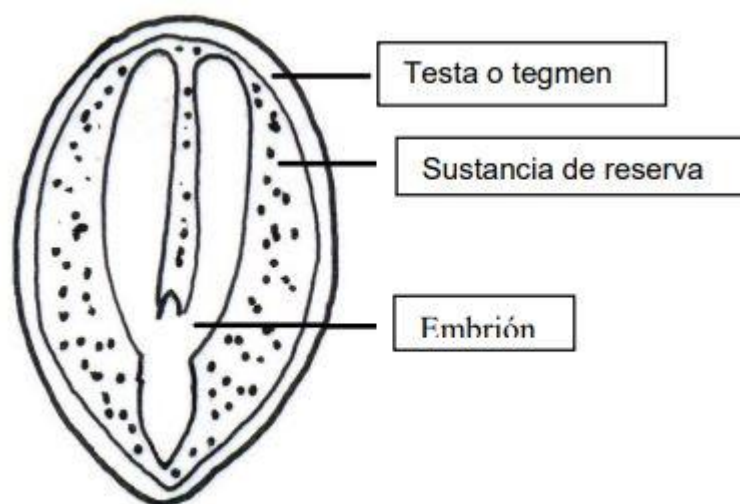
En el Estado de Oaxaca, el mezcal es elaborado, a partir de diversas especies de *agave*, siendo *angustifolia* Haw, la más demandada; sin embargo, el maguey Tobalá o papalomé (*Agave potatorum*) es muy apreciado por productores y consumidores debido a las propiedades organolépticas que posee, por su elevada proporción de compuestos volátiles y alta calidad que son características propias de su especie, para los consumidores presenta el mejor sabor y por lo tanto es el más valioso. Una planta de *A. potatorum* tarda de seis a ocho años en alcanzar la madurez reproductiva, momento en que la cantidad

de azúcares en el tallo llega al máximo y es cosechada. Últimamente, en el periodo que va desde la siembra hasta la cosecha, cuando los productores recolectan los tallos o “piñas” de plantas silvestres antes que las plantas puedan emitir flores y semillas, ha afectado a esta especie puesto que no se ha obtenido un registro de que presente algún tipo de reproducción asexual, la alta demanda del mezcal ha incrementado su extracción generando una considerable disminución de las poblaciones silvestres. Los pobladores de diferentes comunidades rurales han expresado su preocupación por el hecho de que las poblaciones de este agave están siendo fragmentadas poco a poco. También les preocupa la falta de técnicas para un buen manejo y conservación de este recurso (Martínez *et al.*, 2013; Torres *et al.*, 2013; Félix-Valdez, 2014; López *et al.*, 2016; Ortiz-Hernández *et al.*, 2018).

En el año 2018 se produjeron a nivel nacional 5.9 millones de litros de mezcal. Oaxaca contribuyó con el 92.3% de esta producción, de la cual el 3.3% se elaboró con *A. potatorum* (Torres, 2009; Aguirre y Eguiarte, 2013; Delgado *et al.*, 2014; CRM, 2019).

#### **4.8 Concepto de semilla**

En términos botánicos, la semilla se puede definir como un óvulo maduro, encerrado dentro del ovario o fruto y consta de tres partes básicas: el embrión, los tejidos de almacenamiento y las cubiertas (Figura 3), también se le conoce como cualquier clase de granos, frutos y estructuras más complejas (unidad semilla) utilizadas en las siembras agrícolas y que, puesto en las condiciones adecuadas, germina y da origen a una nueva planta de la misma especie (Arriagada, 2000). Entonces podemos definir a las semillas como la unidad principal de reproducción sexual de las plantas superiores terrestres y acuáticas con el objetivo de multiplicar y perpetuar las poblaciones de plantas, regeneración de los bosques y sucesión ecológica (Salas, 2011).



**Figura 3.** Partes de una semilla

A partir del desarrollo de la agricultura, el hombre ha procurado seleccionar y almacenar sus propias semillas para cultivar plantas con características específicas. En los primeros años del siglo XIX, la gran mayoría de los agricultores dependían del abastecimiento propio de sus semillas; sin embargo, algunos derivados de las plantas (Bebidas, forrajes, medicina, etc.) provienen de plantas silvestres y también se debe de poner especial atención en la conservación de dichas especies.

Las semillas pueden almacenarse vivas por largos períodos, para asegurar la preservación de especies y variedades de plantas. Las condiciones ambientales de conservación para prolongar la longevidad de las semillas, dependen de cada especie, se distinguen dos grupos de especies según su tolerancia a la deshidratación: semillas ortodoxas y semillas recalcitrantes.

#### 4.8.1 Semilla ortodoxa

Las semillas ortodoxas se caracterizan por pasar por un período de secado durante su maduración (admiten ser desecadas hasta un 5-10% de contenido de humedad), adquieren tolerancia a la deshidratación durante su desarrollo y pueden almacenarse en estado seco, por largos periodos, bajo condiciones específicas (Berjak y Pammenter, 2010). Deben mantener un alto vigor y

viabilidad, por lo menos desde la cosecha hasta la siguiente temporada de cultivo o por varias décadas a una temperatura de  $-18^{\circ}\text{C}$ , suelen almacenar carbohidratos y son más longevas. Algunos ejemplos de plantas con semillas ortodoxas son; las *Solanáceae*, *Cruciferaeae*, *Leguminosas*, *Gramíneas* y *Cucurbitaceas* (González, 2009).

#### 4.8.2 Semilla recalcitrante

Se refiere aquellas semillas que germinan inmediatamente después de ser dispersadas, estas poseen contenido alto de lípidos y longevidad reducida. Estas semillas pierden rápidamente su viabilidad al ser desecadas, como ejemplo se tienen las semillas de aguacate (*Persea americana*), cacao (*Theobroma cacao*), Café (*Coffea* spp.), Mango (*Mangifera indica*), entre otros (Doria, 2010; Gutiérrez-Hernández *et al.*, 2020).

#### 4.8.3 Semilla exendospermada

Las reservas de este tipo de semillas se acumulan en los cotiledones del embrión (diploide), por ejemplo: chícharos (*Pisum sativum* L.) y frijol (*Phaseolus vulgaris* L.), la principal función de los cotiledones es ceder los nutrientes durante el proceso de germinación, posteriormente emerger y ser fotosintéticamente activos (Carmen, 2015).

#### 4.8.4 Semilla endospermada

Se refiere aquellas semillas que acumulan sus reservas en el tejido endosperma (triploide), por ejemplo: maíz (*Zea mays* L.) y ricino (*Ricinus communis* L.), en éstas, los nutrientes estarán disponibles para el embrión, sólo si los cotiledones permanecen el tiempo suficiente en la semilla en contacto con el endospermo, para absorber los nutrientes mediante su función haustorial (Doria, 2010)

#### 4.8.5 Semilla perispermada

Son semillas donde las reservas se acumulan predominantemente en la nucela (diploide), ejemplo: pimienta (*Piper nigrum* L.); quinoa (*Chenopodium album* L.) (Doria, 2010).

#### 4.9 Estructura de las semillas de *Agave potatorum*

Las semillas de *A. potatorum* se consideran ortodoxas, oleoproteaginosas, y endospermadas debido a que acumulan reservas en el endospermo, y adquieren tolerancia a la deshidratación (González, 2009; Doria, 2010).

Escamirosa *et al.* (2021) mencionan que, si la reproducción de *Agave potatorum* se realiza por medio de semilla, es recomendable colectarla en campo cuando la planta haya alcanzado su madurez y pasarlo por un proceso de secado, para que se pueda almacenar y evitar que pierda su viabilidad.

#### 4.10 Germinación

Se define a la germinación como el proceso de la emergencia y desarrollo de una plántula, mediante el cual un embrión adquiere el metabolismo necesario para reiniciar el crecimiento y producir una planta normal bajo condiciones favorables. Para que la germinación de inicio, es importante tomar en cuenta la viabilidad de las semillas, es decir, el embrión debe estar vivo y tener capacidad para germinar.

Los cambios fisiológicos y metabólicos que se producen en las semillas, no latentes, después de la imbibición de agua, tienen como finalidad el desarrollo de la plántula. La germinación se inicia con la entrada de agua en la semilla (imbibición) y finaliza con el comienzo de la elongación de la radícula. En condiciones de laboratorio, se entiende por germinación, cuando la radícula rompe las cubiertas seminales, por el contrario, en campo, la germinación es considerada cuando se observa la emergencia de una plántula.

Pita (1998), Doria (2010) y Rosabal-Ayan *et al.* (2014), mencionan que las semillas pueden diferenciarse por el tipo de germinación que presenta cada especie de acuerdo a la posición de los cotiledones con respecto a la superficie del suelo. Así, se distinguen dos tipos diferentes de germinación: epigea e hipogea.

#### 4.10.1 Germinación epigea

En este tipo de germinación los cotiledones emergen del suelo debido a un considerable crecimiento del hipocótilo (espacio entre la radícula y el punto de inserción de los cotiledones). Posteriormente, en los cotiledones se diferencian los cloroplastos, transformándolos en órganos fotosintéticos y actuando como si fueran hojas. Finalmente, comienza el desarrollo del epicótilo (espacio entre el punto de inserción de los cotiledones y las primeras hojas verdaderas). Por ejemplo: cebolla (*Allium cepa*), tomate (*Lycopersicon esculentum*), zapallo (*Cucurbita maxima*), maní (*Arachis hypogaea*), Maguey papalomé (*Agave potatorum*) (Figura 4).

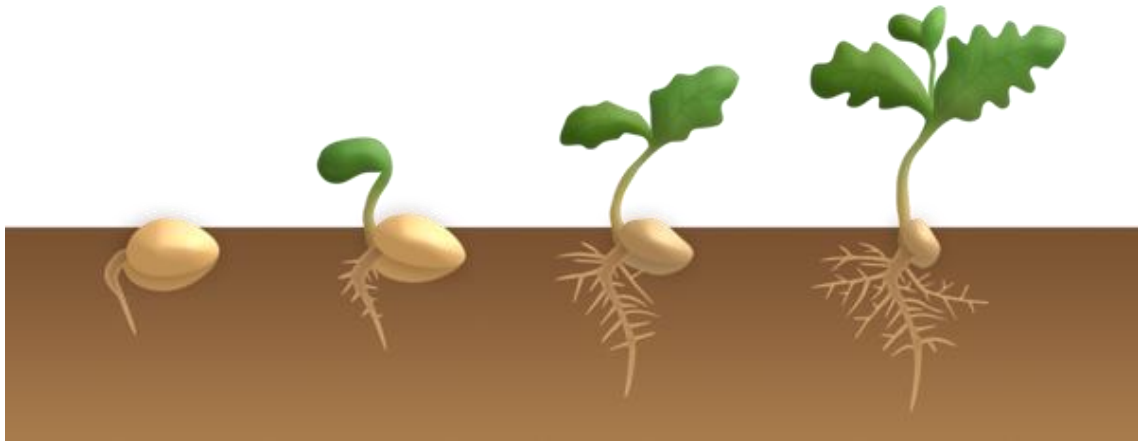


**Figura 4.** Germinación epigea del *Agave potatorum* Zucc.

#### 4.10.2 Germinación hipogea

En una germinación donde los cotiledones permanecen enterrados, únicamente la plúmula atraviesa el suelo debido a que el hipocótilo generalmente no se desarrolla. A continuación, el epicótilo se alarga, apareciendo las primeras hojas

verdaderas, que son los primeros órganos fotosintetizadores de la plántula. A medida que la plántula se fija firmemente en el suelo y gradualmente se independiza de los tejidos de reserva, se completa el proceso de la germinación. Los chícharos (*Pisum sativum*) y vicia (*Vicia faba*), son un ejemplo de plantas con este tipo de germinación (Figura 5).



**Figura 5.** Ejemplo de germinación hipogea (Fuente: MAKY.OREL [CC BY-SA 4.0 (<https://creativecommons.org/licenses/by-sa/4.0>)] vía Wikimedia Commons)

#### 4.11 Pruebas físicas y fisiológicas

La calidad de una semilla es un conjunto de requisitos, incluyendo varios atributos que se refieren a la facilidad o adaptabilidad de la semilla para ser sembrada, divididos en características básicas genéticas, fisiológicas, sanitarias y físicas que proporcionan la capacidad productiva de una nueva planta, el procesamiento, almacenamiento y el transporte son importantes, puesto que la calidad de los ingredientes puede verse afectada negativamente (Terenti, 2004). Por lo tanto, se debe realizar un control de calidad, interviniendo a través de diferentes métodos útiles y confiables para determinar las principales características de los lotes de semillas de alta calidad para cumplir con los criterios de germinación y vigor. Este aspecto es aún más importante, tanto que el mercado de semillas ha sufrido cambios importantes como la globalización y su valor. La prueba de germinación estándar es el procedimiento más común para evaluar la calidad fisiológica de un lote de semillas y sirve para determinar en gran medida la viabilidad de la semilla, que tiene la capacidad de producir una plántula normal, la cual establece la capacidad de germinación (García *et al.*, 2016; Farrás, 2018).



Genética: refiere a la constitución genética de las semillas, por lo que se asegura la estabilidad del genotipo y su continuidad a través del tiempo, evitando la degeneración de los cultivares para así preservar sus características originales.

Fisiológica: abarca la suma de todas las propiedades o características, las cuales determinan el nivel potencial del comportamiento de las semillas y el establecimiento del cultivo, la capacidad de la semilla para germinar, emerger y dar origen a plantas uniformes y vigorosas. El momento en el que una semilla en desarrollo alcanza la madurez fisiológica es cuando llega a la máxima viabilidad; a partir de ese momento comienza a perder vigor, porque está expuesta a condiciones ambientales no siempre favorables y si bien su metabolismo es reducido, sigue respirando y gastando energía para mantener sus funciones vitales. Por ello, el ambiente en que se almacene debe ser seco y fresco (Farrás, 2018).

Sanitaria: se refiere principalmente a la presencia o ausencia de patógenos (hongos, bacterias, nematodos y virus) causantes de enfermedades.

Física: afectada por la presencia o ausencia de cualquier contaminante distinto de la semilla deseable. Estos contaminantes pueden ser: materiales inertes, insectos, semillas de otras especies. También comprende la integridad física de la semilla (semilla quebrada), tamaño, peso de 1000 semillas y contenido de humedad (Terenti, 2004; García *et al.*, 2016).

Para contribuir al conocimiento, conservación y uso sustentable de *A. potatorum*, es necesario conocer las características físicas y fisiológicas de sus semillas, así como asociar estos aspectos con el origen de las semillas, es decir, su sitio y año de producción.

## 4.12 Luz

La luz siempre juega un papel muy importante en la germinación y crecimiento de las plántulas, desde finales del siglo XVIII se sabe que para algunas semillas la luz es indispensable para germinar. Entre 1930 y 1960, se realizaron experimentos importantes sobre la fisiología de la semilla y de las plantas que dieron origen al área de estudio de la Fotomorfogénesis (Botto, 1998).

Las lámparas de luz LED se inventaron en la década de 1920 y en la década de 1960 se desarrolló una versión práctica con luz visible (roja). Estos primeros dispositivos eran de bajo consumo y solo podían usarse como luces indicadoras. Gracias al desarrollo continuo, en la década de 1970 aparecieron en el mercado longitudes de onda más cortas (naranja, amarillo y verde). El primer LED azul práctico se desarrolló en 1993, fue hasta 1996 cuando se aplicó una capa de fósforo a un LED azul para producir el primer LED blanco, del mundo. En el año 1999 se desarrolló la tecnología LED de alta potencia (1 w o más). Estos dispositivos han revolucionado la iluminación de campo y también la iluminación agrícola, sin excepciones (Document-Rodríguez, 2019).

La introducción de luces LED en ambientes controlados dentro del sector agrícola es una nueva tecnología, Botto (1998) menciona que Flint y McAlister en 1937 estudiaron los requerimientos espectrales para la ruptura de la dormición de las semillas de lechuga (*Lactuca sativa*, cv. Grand Rapids) llegando a la conclusión de que la dormición fue removida por la luz naranja-roja (600-700 nm) acentuada por la luz azul (420-500 nm) y especialmente por la luz rojo-lejana.

Estudios recientes han demostrado que las lámparas LED de luz blanca son de mayor calidad y son más eficientes que las lámparas incandescentes para convertir energía eléctrica a lumínica. Su elevado ahorro energético puede traducirse en ahorro económico, siendo una de las soluciones para problemas energéticos a nivel mundial. Estos dispositivos son monocromáticos, es decir, tienen una longitud de onda correspondiente a un color, su uso en el sector agrícola con el fin de aumentar la producción recae en que son altamente

específico para estimular funciones en el crecimiento de las especies vegetales y de igual manera en la repelencia de insectos en el ambiente, como es el caso de los diodos rojos, por lo tanto, reduce el uso de agroquímicos. Desde el punto de vista ambiental, el LED no contiene compuestos peligrosos que afecten la salud y el medio ambiente, al ser una tecnología nueva, se están realizando muchos estudios para aclarar sus efectos, aplicaciones y usos (Navarro, 2013; Gonzales, 2019).

En 2001, Yori demostró que la luz roja y azul son factores importantes para el crecimiento de las plantas y descubrió que las cromátidas de las plantas son sensibles a esta fuente de iluminación, la luz azul a 660 nm y 730 nm en la región roja. La luz roja estimula la elongación de los entrenudos, y aumento de la biomasa seca, además de acelerar la germinación, esto se ha comprobado en plántulas de brócoli (*Brassica oleracea var. italica*). En la última década, se ha descubierto que la luz verde actúa como un regulador del crecimiento de las plantas ya que promueve el crecimiento de los carotenoides y el metabolismo de los carbohidratos (Folta, 2004).

#### **4.13 Uso de luz LED en el proceso de germinación**

La luz es un factor imprescindible para llevar adelante una serie de procesos fisiológicos en las plantas, siendo el más importante la fotosíntesis. La mayor parte de la luz del sol que captan las plantas es transformada en calor y solo una pequeña parte del espectro son esenciales para su crecimiento. En los rayos del sol, encontramos un muy amplio espectro con varios tipos de radiaciones: Ultravioletas (0,6%), visibles fotosintéticas o luz fotosintéticamente activa PAR (37%), infrarroja corta (NIR) e infrarroja larga FR (ambas 62%). La más importante para los vegetales es la PAR ya que el resto afectan principalmente a la temperatura. Y dentro de la radiación PAR, el rojo y el azul son los colores que mayor efecto tiene en las plantas, el verde es menor, por ello se ven verdes sus hojas ya que rechazan la mayoría de los rayos de luz verde. La luz roja es la que estimula la floración, pero debe ser combinada con el azul para seguir su desarrollo molecular y proteínico (Taboada, 2019).

Es uno de los tres factores más importantes que actúan sobre el crecimiento y desarrollo de las plantas, junto con el oxígeno, CO<sub>2</sub> y los minerales. La luz actúa sobre la asimilación del carbono, la temperatura de las hojas, en el balance hídrico, y crecimiento de los órganos y tejidos, principalmente en el desarrollo y curvatura de los tallos, así como en la expansión de las hojas. Interviene también en la germinación y floración. La luz y la temperatura están directamente correlacionadas (Taboada, 2019).

La luz azul (300-500 nm) tiene un efecto inhibitorio sobre el crecimiento de las plantas, esto se debe a que los fotorreceptores que absorben la luz azul son los criptocromos que controlan la morfología de la planta, la transición a la floración, contribuyen a la expansión de la hoja e inhiben fuertemente la elongación del tallo (Paniagua *et al.*, 2015). El uso de luz azul para prevenir el alargamiento de la planta ha sido documentado en estudios de crisantemos (Okamoto *et al.*, 1996; Oyaert *et al.*, 1999; Kim *et al.*, 2004; Shimizu *et al.*, 2006). Por lo tanto, la luz azul es una estrategia potencial para producir cultivos más compactos y facilitar la aclimatación de los cultivos *in vitro* ayudando al desarrollo de las plantas, ya que estimula la producción de clorofila y las reacciones fotosintéticas, generando plantas cortas y con entrenudos también cortos, fuertes y vigorosos. En cambio, la ausencia de luz proporciona plantas enfermizas, delgadas y delicadas. (Nhut *et al.*, 2000; Navas-Gracia, 2010).

Las bandas de luz de color rojo (630-700 nm) estimulan el crecimiento del tallo, la germinación de las semillas, el proceso del brote y la floración al desencadenar la liberación de hormonas y actúan sobre el enraizamiento. Además, es el causante de repeler gran mayoría de insectos y plagas. (Taboada, 2019).

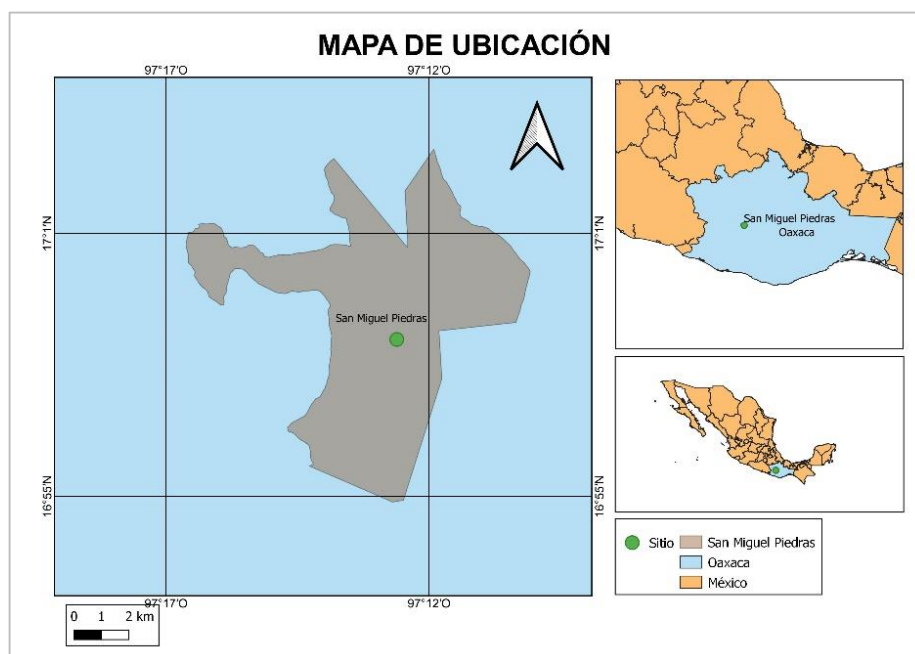
## V. MATERIALES Y MÉTODOS

### 5.1 Ubicación geográfica del sitio experimental

El presente experimento se realizó en el laboratorio de botánica del departamento de Botánica, laboratorio de semillas del departamento de Fitomejoramiento de la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, ubicada en las siguientes coordenadas 25° 21'09" latitud Norte 101°01'51" latitud Oeste, con una latitud de 1783 msnm y en el laboratorio de Cultivo de Tejidos Vegetales del Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias (Campo Experimental Saltillo CIRNE-INIFAP), ubicado en Carretera Saltillo - Zacatecas, km 342 + 119, No. 9515 Col. Hacienda de Buenavista 25315, con coordenadas 25°20'37.9"N 101°01'59.9"W.

### 5.2 Material vegetativo

Se utilizaron semillas de *Agave potatorum* Zucc. colectadas el 26 de febrero del 2021, dentro del municipio de San Miguel Piedras, Nochixtlán, Oaxaca, con coordenadas 17°02'25.5"N 97°13'20.9"W (Figura 6).



**Figura 6.** Área de distribución de *Agave potatorum* Mpio. San Miguel Piedras del distrito de Nochixtlán, Oaxaca, México.

### 5.3 Caracterización Morfológica

#### 5.3.1 Análisis métrico (AM)

Esta evaluación se hizo en tres tamaños de semilla y se realizó considerando 50 semillas por tamaño con tres repeticiones, evaluando la longitud (L, mm) y ancho (A, mm), medidos con el programa Dino capture versión 2.0, considerando un aumento de 53.1 X. Esta información se analizó con el SAS® versión 9.4 (SAS Institute, 2019), registrando la media, desviación estándar con el procedimiento MEANS, así como los valores mínimos y máximos de cada carácter.

### 5.4 Pruebas Físicas

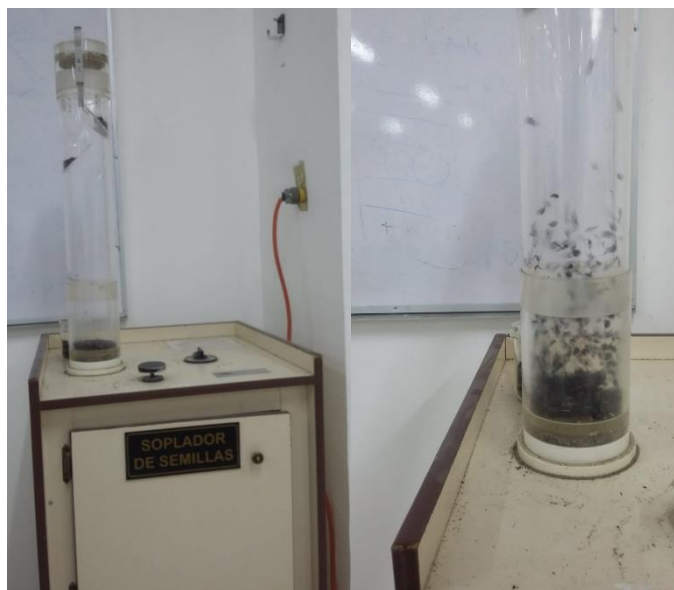
#### 5.4.1 Análisis de pureza (PS).

Parámetro cuantitativo expresado en porcentaje (%), evaluado con un soplador de semillas South Dakota, modelo CFY-II, con una abertura de 2 cm por 1 minuto (Figura 7), separando las semillas puras, vanas y materia inerte.

$$\text{Semilla pura} = \frac{\text{g semilla pura}}{\text{g muestra}} * 100$$

$$\text{Semilla vana} = \frac{\text{g semilla vana}}{\text{g muestra}} * 100$$

$$\text{Materia inerte} = \frac{\text{g materia inerte}}{\text{g muestra}} * 100$$



**Figura 7.** Prueba de pureza de semillas de *A. potatorum* con soplador South Dakota.

#### 5.4.2 Peso de mil semillas (PMS)

El lote de semillas evaluado se separó por tamaños (chica, mediana y grande) (Figura 8), de cada tamaño se cuantificó el peso con una balanza analítica marca Explorer Pro modelo EP613 considerando 100 semillas con ocho repeticiones. Evaluación realizada de acuerdo a lo establecido por International Seed Testing Association (ISTA) (ISTA, 2019).



**Figura 8.** Caracterización de semillas por tamaño del maguey papalomé (*Agave potatorum*).

#### 5.4.3 Peso volumétrico (PV).

Se registró el peso de la semilla contenido en un cierto volumen (densidad) (Figura 9). Se consideraron tres tamaños de semilla (chica, mediana, grande) con 3 repeticiones, determinando el peso de la semilla contenida en un volumen conocido, expresado en  $\text{Kg} \cdot \text{HL}^{-1}$  (Moreno, 1996). Se utilizó un vaso de precipitado de 13.2 mL donde se vaciaron las semillas de cada tamaño y con una regla se pasó por encima en forma de zig zag, para quitar el exceso de semilla, posteriormente el contenedor se pesó en gramos (g) en una balanza analítica marca VELAB (VE-5003).

$$\text{PV} = \text{kg} / \text{HL}^{-1}$$



**Figura 9.** Peso volumétrico de las semillas de *A. potatorum* Zucc.

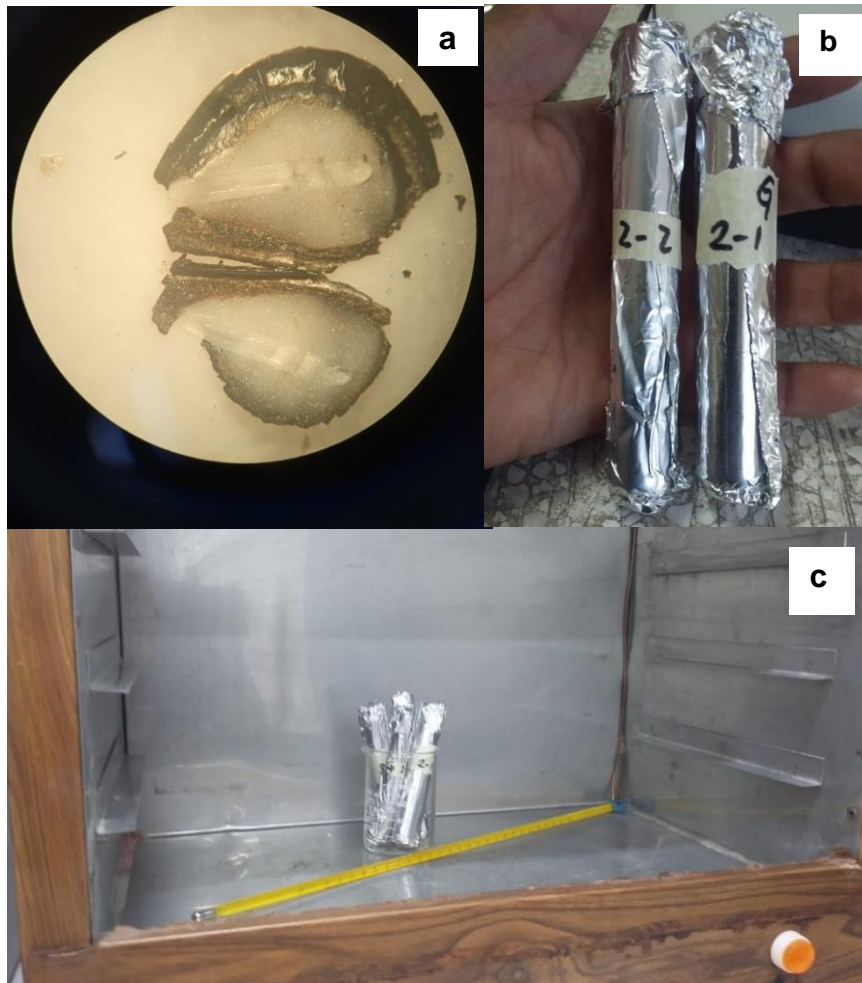
## 5.5 Pruebas Fisiológicas

### 5.5.1 Viabilidad con tetrazolio (V).

Por cada tamaño se evaluaron 30 semillas con 3 repeticiones. La prueba se realizó de acuerdo a reglas internacionales del ISTA (2019), utilizando 2, 3, 5 trifenil cloruro de tetrazolio al 0.5% y determinando el porcentaje de semillas viables y no viables. Primeramente, las semillas se remojaron en agua destilada durante 10 horas. Las semillas pre-humedecidas se cortaron longitudinalmente



hasta tener el embrión expuesto a la solución de tetrazolio (0.5%). Posteriormente, las semillas con el embrión expuesto se vaciaron en tubos de ensayo y se agregó 2 mL de solución (tetrazolio) e incubaron en una estufa marca Seedburo por 1.30 h a 35°C (Figura 10). Pasado este tiempo se contaron las semillas viables y no viables expresando el resultado en porcentaje.



**Figura 10.** Prueba de viabilidad del *A. potatorum* Zucc. a) Embrión expuesto, b) Semillas en solución de tetrazolio, c) incubación de las semillas con tetrazolio durante una hora y media.

### 5.5.2 Germinación estándar (GE).

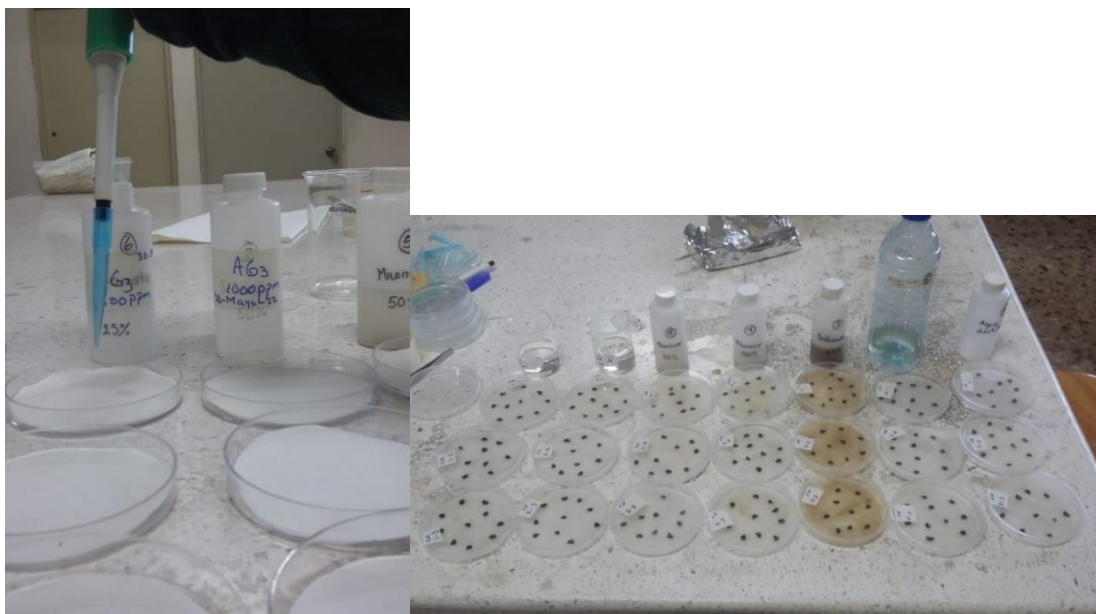
En cada tamaño se evaluaron los tratamientos; 500 ppm (T1) y 1000 ppm (T2) de ácido giberélico ( $AG_3$ ), inoculación de micorriza al 50% (T3) y 100% (T4) y *Bacillus subtilis* al 25% (T5) y 75% (T6), más un testigo con agua destilada (T7) considerando 10 semillas con 3 repeticiones tratamiento.

La solución de AG<sub>3</sub> a 500 ppm, se preparó pesando 0.025 g de polvo disuelto en 50 mL de agua destilada. Para el AG<sub>3</sub> a 1000 ppm se pesó 0.05 g en 50 mL de agua destilada (Figura 11).



**Figura 11.** Preparación de Ácido giberélico

En cajas Petri con papel germinador se establecieron con una pipeta (Accumax) 10 semillas de cada tamaño y agregaron 3 mL de cada tratamiento. (Figura 12). El material se estableció en una cámara de incubación con temperatura controlada ( $28 \pm 1$  °C) marca Hoffman. Se realizaron conteos a los 5, 10 y 15 días de siembra (dds). Las variables evaluadas fueron porcentaje de germinación, longitud media del hipocótilo (Lh) y radícula (Lr), así como los porcentajes de plantas normales (PN), anormales (PA) y semillas sin germinar (SSG).



**Figura 12.** Establecimiento de semillas de *A. potatorum* Zucc. con tratamientos.

## 5.6 Análisis estadístico

Las variables de la caracterización morfológica, así como los parámetros de las pruebas físicas y fisiológicas se analizaron con el programa estadístico InfoStat/L, considerando una probabilidad del ( $p \leq 0.05$ ) y una comparación de medias Tukey a una probabilidad del 95 %.

## 5.7 Germinación *in vitro*

### 5.7.1 Preparación del medio de cultivo

En la preparación del medio de cultivo se utilizó el medio MS (Murashige y Skoog), agar y sacarosa. Para la elaboración de un litro de medio, en una balanza analítica (HR-200), se pesaron 4.2 g de MS, 7 g de agar y 30 g de sacarosa, en un vaso de precipitado se agregó 500 ml de agua destilada, y se adicionaron los componentes del medio previamente pesados, se mezclaron y se aforó hasta 1000 ml. Posteriormente se ajustó el pH con un potenciómetro (modelo HI98107), los enjuagues del instrumento se realizaron con agua desionizada, primero se calibró utilizando la solución de pH 4 seguida de pH 7, acto seguido se midió el pH del medio y se ajustó a un pH 5.7 adicionando NaOH

o HCl dependiendo de la acidez o basicidad que presentara la solución. Una vez ajustado el pH se añadió el agar en polvo y el vaso que contenía el medio se colocó sobre una plancha de calor y agitación (CIMAREC, Stirring Hot Plates) hasta que el agar se incorporara con la solución al llegar al punto de ebullición (Figura 13).

Inmediatamente después de la elaboración del medio, se vertió en los frascos de vidrio (de cultivo) para su posterior esterilización en autoclave junto con el material de soporte. El proceso de esterilización se realizó en una olla de presión, durante 20 min a 15 lb de presión.



**Figura 13.** Preparación del medio de cultivo.

### 5.7.2 Establecimiento de semillas

Para el establecimiento de las semillas se realizaron 3 repeticiones de 54 semillas por repetición. Se esterilizó materiales como vasos de precipitado, agua destilada, probeta, pinzas, caja Petri, para el uso durante el establecimiento. Las semillas de *A. potatozum* se dejaron remojar 24 horas, pasado el tiempo se lavó con detergente y una gota de sorbitán mono-laurato para guardar la humedad. En el lavado de las semillas se utilizó una solución de alcohol al 70%, cloro comercial 40%. Se realizó 3 lavados; para el primer lavado, se contaron y

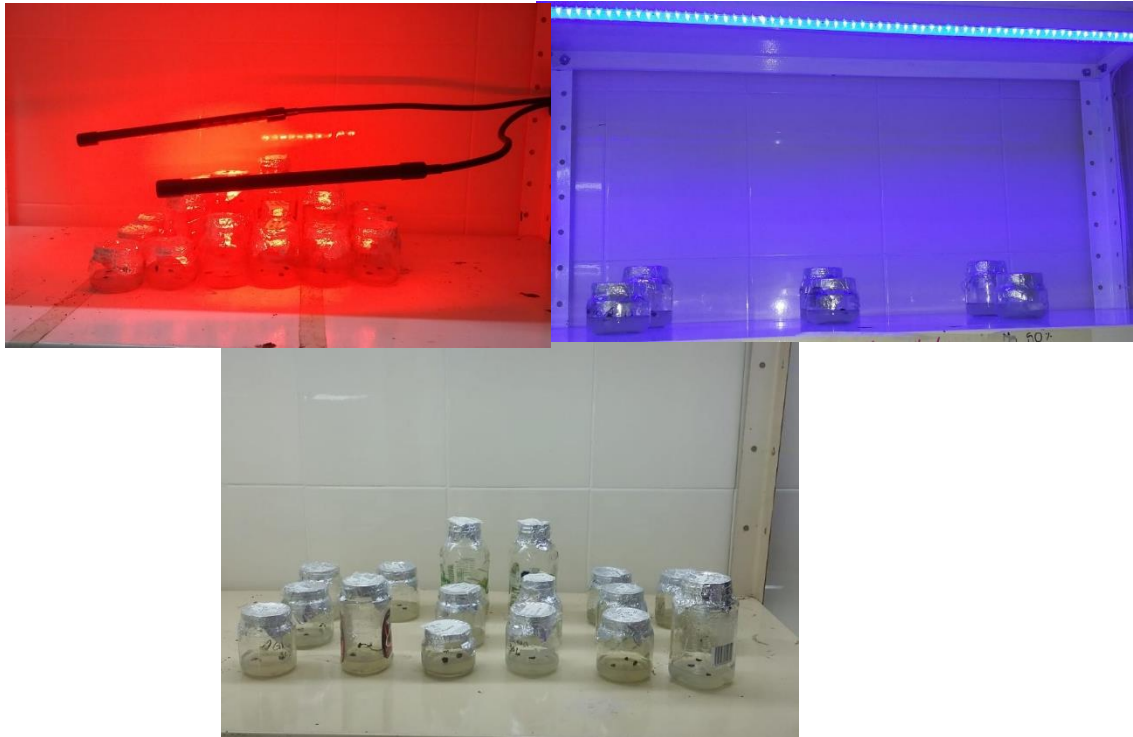
colocaron 54 semillas de *A. potatorum* en una solución de 20 mL de cloro + 30 mL de agua destilada estéril, durante 5 minutos; para el segundo lavado se utilizó una solución de 15 mL de agua destilada estéril + 35 mL de alcohol durante 5 minutos, y el último lavado fue solo agua destilada estéril por 3 minutos (Figura 14).



**Figura 14.** Establecimiento *in vitro* de semillas de *A. potatorum*

Las semillas se colocaron en una caja Petri y posteriormente se colocó tres semillas por cada frasco de cultivo y se selló con aluminio. Se colocaron 6 frascos por cada lámpara de luz LED blanca (400-500 nm), azul (400 nm) y roja (700 nm) en un cuarto de incubación a una temperatura mínima de 22 °C a temperatura máxima de 27°C, con 16 horas luz y 8 horas de oscuridad y se supervisó la germinación cada 4 días (Figura 15).





**Figura 15.** Establecimiento en las luces led.

## **5.8 Germinación *ex vitro***

En la siembra *ex vitro* se realizaron 3 repeticiones en donde se establecieron 120 semillas por repetición.

### **5.8.1 Preparación del sustrato y establecimiento de semillas**

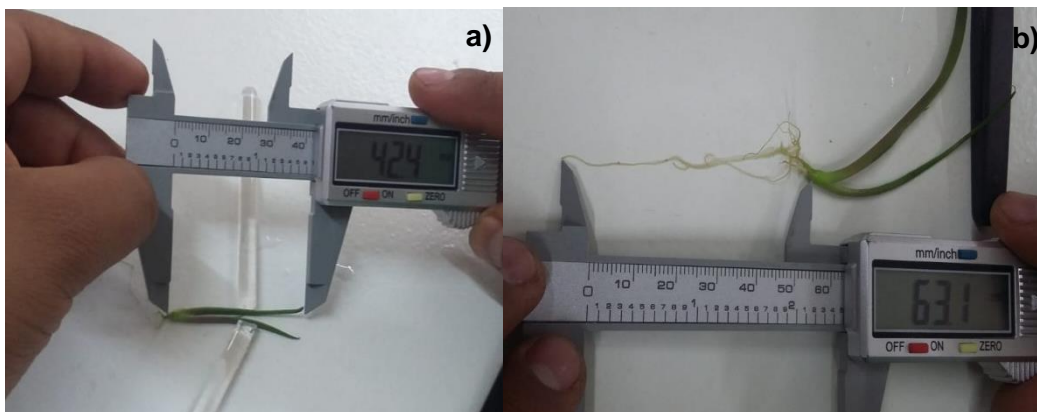
Para la preparación de sustrato se utilizó peat most, perlita y vermiculita en una porción de 80-10-10. Se realizó la mezcla de los tres productos y se humedecieron, posteriormente se pasaron en charolas. Las semillas se pusieron a hidratar durante 24 horas, y pasado este tiempo, se colocaron 40 semillas de *A. potatozum* por charola, y se colocó una charola por cada onda de luz led Blanca (400-500 nm), azul (400 nm) y roja (700 nm), en el cuarto de incubación. Se supervisó la germinación cada 4 días, durante un mes después de la primera germinación (Figura 16).



**Figura 16.** Preparación del sustrato para siembra *ex vitro*.

## 5.9 Variables evaluadas

En ambos tipos de siembra (*in vitro* y *ex vitro*) se tomaron variables; germinación (G, %) por tipo de luz, longitud de hipocotilo (Lh, cm) y radícula (Lr, cm), utilizando un Vernier digital (Carbon Fiber Composites) (Figura 17), haciendo la conversión de milímetros a centímetros, número de hojas por planta (Nh), y peso fresco de la planta (Pf, g) con una balanza analítica (HR 200; Marca: A&D Weighing).



**Figura 17.** a): Longitud de hipocotilo (Lh) y b): radícula (Lr).

## 5.10 Diseño del experimento

Los datos de germinación *in vitro* y *ex vitro* se analizaron mediante un diseño de modelo multifactorial con dos factores con replicación, con tres repeticiones, evaluando en cada condición tres tipos de luz.

Los datos de las variables por cada condición se analizaron con el programa estadístico InfoStat/L, obteniendo el ANOVA y una comparación de medias con la prueba de Tukey ( $p \leq 0.05$ ) a una probabilidad del 95 %.

## 5.11 Modelo estadístico

$$Y_{ijk} = \mu + T_i + B_j + (TB)_{ij} + \epsilon_{ijk}$$

$\mu$ = Media

$T_i$ = Efecto A (Luces)

$B_j$ = Efecto B (Condición de incubación)

$(TB)_{ij}$ = Interacción AB

$\epsilon_{ijk}$ = Error

k= Repeticiones

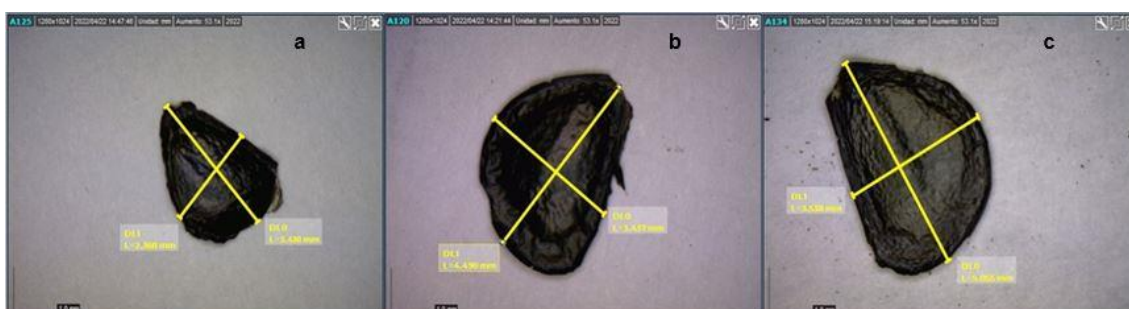


## VI. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

### 6.1 Caracterización Morfológica

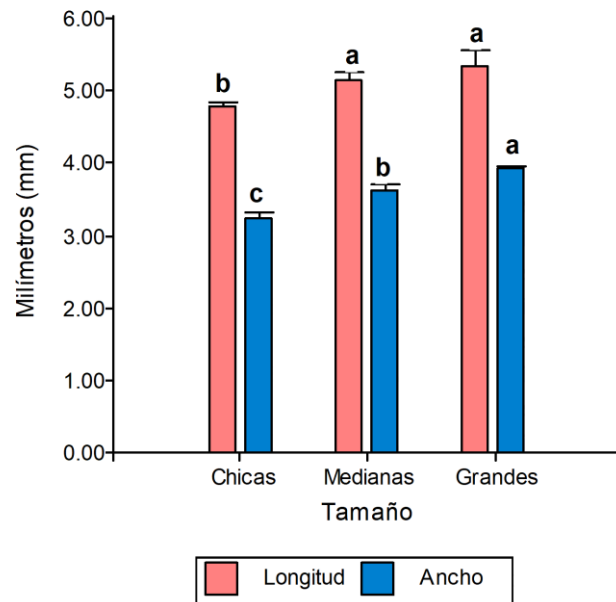
El análisis morfológico realizado a la semilla mostró una dominancia en la forma lacrimiforme (de lágrima) o lunular, aplanada de textura reticulada (Moreno, 1984; UPOV, 2013). Estas características de la semilla distinguen a las especies de la subfamilia Agavaceae (Verhoek, 1998; García-Mendoza, 2010), como *Agave celsii* (Smith y Steyn, 2002) y maguey pulquero (*Agave salmiana*) (Vázquez-Díaz *et al.*, 2011).

El análisis estadístico para las variables métricas indicó una diferencia significativa ( $p \leq 0.05$ ) en el largo y altamente significativas ( $p \leq 0.01$ ) en el ancho de las semillas, con un Coeficiente de Variación (CV) de 9.4 % y 6.13 %, respectivamente (Anexo 1). Esta característica física de la semilla está relacionada con la acumulación de nutrientes, como lo refieren Langlé-Argüello *et al.*, (2017). En este caso el tamaño de la semilla y su acumulación de nutrientes puede influir en los otros parámetros fisiológicos como la germinación, como también se ha reportado en otros agaves silvestres (Vázquez *et al.*, 2011). Los tamaños grande y mediana en largo de semilla resultaron estadísticamente iguales con los mayores valores de 5.33 y 5.15 mm, respectivamente; mientras que el menor valor se obtuvo con la semilla chica con 4.78 mm (Figura 18).



**Figura 18.** Análisis métrico en tamaños de semilla (aumentos 53.1 X); a) Chica, b) Mediana y c) Grande de maguey papalomé (*Agave potatorum* Zucc.) mpio. San Miguel Piedras del distrito de Nochixtlán, Oaxaca, México. a) Semilla chica; b) Semilla mediana; c) Semilla grande.

Con la variable ancho de semilla, la prueba de medias (Tukey,  $\alpha= 0.05$ ) muestra cada tamaño en un grupo estadístico diferente, sobresaliendo la semilla grande con 3.92 mm, seguido por la mediana (3.62 mm) y por último la pequeña (3.23 mm) (Figura 19).



**Figura 19.** Análisis métrico los diferentes tamaños de semilla de maguey papalomé (*Agave potatorum* Zucc.) Mpio. San Miguel Piedras del distrito de Nochixtlán, Oaxaca, México.

Aunque la variación morfológica de las semillas de *A. potatorum* en el largo y ancho, es similar a otros estudios realizados en especies de agavaceas, estas son una característica distintiva, si se relacionan con el peso de la semilla, como se hizo en *Poliantes geminiflora* donde las semillas fueron pequeñas y ligeras, a diferencia de *P. longiflora* que fueron de mayor tamaño y peso (Serrano *et al.*, 2000). En este estudio podría ser el caso, ya que la clasificación de tamaño se realizó con base al peso de la semilla.

## 6.2 Pruebas Físicas

### 6.2.1 Análisis de pureza (PS)

El análisis de pureza no presentó diferencia significativa ( $p \leq 0.05$ ) entre repeticiones (Anexo 2), teniendo 70.51 % de semilla pura en promedio (Figura 20). Este porcentaje supera a lo reportado en maguey espadín (*A. angustifolia*

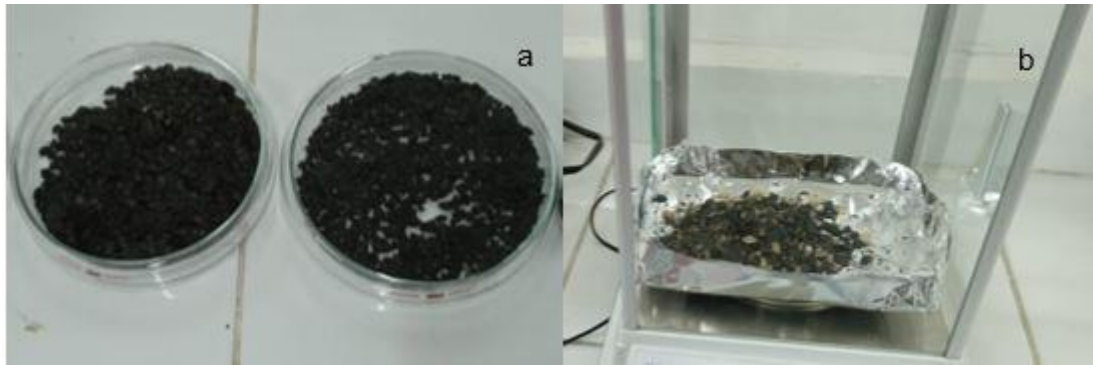
(Haw) (Hernández-Castro *et al.*, 2021). La eficiencia de llenado o formación de la semilla puede variar de acuerdo a las condiciones del ambiente, e influye en el porcentaje de semilla pura (Avendaño-Arrazate *et al.*, 2015, Villanueva *et al.*, 2021). De tal forma, que en *A. potatorum* la pureza influye con el llenado de semilla y depende de la condición semiárida poco favorable de donde proviene el germoplasma. El estrés del ambiente puede disminuir o variar este carácter cuantitativo, así como el peso volumétrico como lo refieren Gutiérrez *et al.*, (2020). En este estudio, dicho efecto se identificó al presentar semilla vana en la colecta hasta de 9.57 %, como parte del componente de la materia inerte (29.42 %).

Otra influencia es el tiempo óptimo de cosecha, cuando la semilla alcanza su estado de madurez fisiológica, teniendo una máxima acumulación de peso seco y alto vigor (Doria, 2010). Esto puede variar según la especie y forma de la recolecta; en el estudio no se consideró este factor, comparado con otro estudio, en semillas de maguey comiteco (*Agave sp.*), también colectadas de poblaciones naturales, pero en un tiempo óptimo de cosecha resultó hasta con 88% de semilla pura (Gutiérrez-Hernández *et al.*, 2020), superior a lo reportado en este estudio (70.5%), lo que resulta evidente el efecto de tiempo de cosecha o colecta de semilla aún en poblaciones silvestres (Cuadro 1).

**Cuadro 1.** Análisis de pureza de semillas del maguey papalome (*Agave potatorum* Zucc.) mpio. San Miguel Piedras del distrito de Nochixtlán, Oaxaca, México.

Semillas	Peso (g)	Porcentaje (%)
Semilla pura	29.88	70.51
Semilla vana	4.05	9.57
Materia inerte	8.43	19.91
Total	42.38	100
CV	3.8	8.91

CV.-Coeficiente de Variación



**Figura 20.** Pureza de semillas del maguey papalome (*Agave potatorum* Zucc mpio. San Miguel Piedras del distrito de Nochixtlán, Oaxaca, México. a) Semilla pura; b) Semilla vana y materia inerte.

### 6.2.2 Peso de mil semillas (PMS)

El análisis estadístico para esta variable mostró diferencias altamente significativas ( $p \leq 0.01$ ) entre tamaños de semilla (Anexo 2), con una media general de 8.77 g, confirmando que la diferencia de llenado de semillas de esta especie es por peso y no por las dimensiones morfológicas. Posiblemente, también influyeron la variación del tiempo y condiciones semiáridas de colecta en las poblaciones (Avendaño-Arrazate *et al.*, 2015).

Considerando el tamaño de la semilla de *A. potatorum* determinado en el estudio, era de esperar que la semilla tipo grande presentará el mayor peso. En la prueba de medias de Tukey ( $\alpha = 0.05$ ) esto se confirmó y las semillas tipo grande registraron un PMS con 9.74 g, seguidas de las medianas con un PMS de 8.9 g y por último las semillas chicas con un PMS de 7.72 g (Cuadro 2, Figura 21 y 22). Estos resultados pueden utilizarse para calcular la densidad de siembra cuando se requiera propagar el material de forma intensiva.

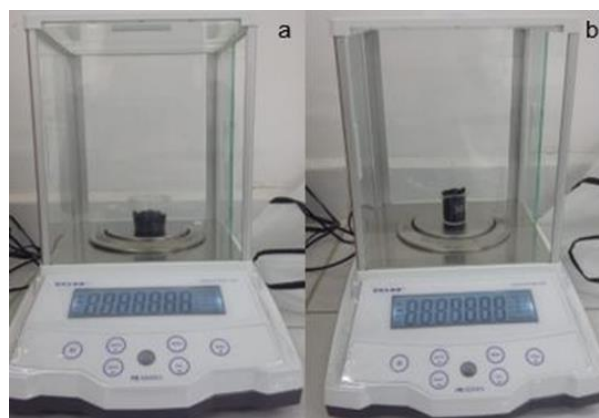
El resultado del PMS en *A. potatorum* confirma los resultados del análisis métrico, es decir; a mayor tamaño de semilla, mayor dimensión sobre todo en el ancho de la misma y por ende un mayor peso, efecto que coincide a lo reportado por Serrano *et al.*, 2000), tal efecto tal vez sea debido a la acumulación de nutrientes (Langlé-Argüello *et al.*, 2017). El PMS depende del tipo de especie y puede verse influenciado por el tamaño y peso de la semilla, como se ha determinado en el maguey papalomé de este estudio, mismo que resultó con

menor PMS que el reportado para maguey espadín (Hernández-Castro *et al.*, 2021).

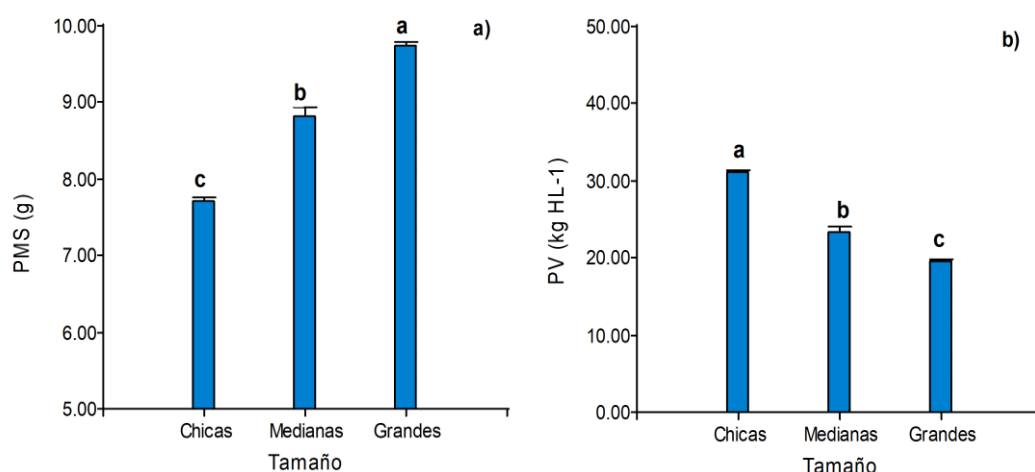
**Cuadro 2.** Calidad física de las semillas del maguey papalome (*Agave potatorum* Zucc.) mpio. San Miguel Piedras del distrito de Nochixtlán, Oaxaca, México.

Semillas	PMS (g)	PV (Kg HL-1)
Chicas	7.72 c	31.17 a
Medianas	8.83 b	23.38 b
Grandes	9.74 a	19.6 c
CV	2.40	3.39

CV. Coeficiente variación (%) PMS: Peso de mil semillas; PV: Peso volumétrico



**Figura 21.** a) Peso mil semillas (PMS); b) Peso volumétrico (PV).



**Figura 22.** Pruebas físicas a) Peso mil semillas (PMS); b) Peso volumétrico (PV) por tamaño de semillas del maguey papalomé (*Agave potatorum* Zucc.) mpio. San Miguel Piedras del distrito de Nochixtlán, Oaxaca, México.

### 6.2.3 Peso volumétrico (PV).

Se encontraron diferencias altamente significativas ( $p \leq 0.01$ ) entre los tamaños de semilla evaluados (Anexo 2). En la prueba de medias de Tukey ( $\alpha = 0.05$ ) se distinguen tres grupos; las semillas de tipo chico registraron el mayor PV con 31.17 kg HL<sup>-1</sup>, seguidas las medianas con PV de 23.4 kg HL<sup>-1</sup> y por último las de tipo grande con un PV de 19.6 kg HL<sup>-1</sup>, teniendo un CV de 3.39 (Cuadro 2, Figura 21 y 22).

Esta variación en PV puede estar influenciada por el contenido de humedad y el peso de las semillas, ambos parámetros están relacionados con la alta o baja cantidad de agua en la semilla lo que afecta el valor del peso y espacio que ocupa la semilla en un volumen determinado (Moreno, 1996). En el estudio, las dimensiones o tamaños de la semilla de *A. potatorum* pudieron ser la causa de dicha variación, es decir; entre más ancha y larga era la semilla, menos cantidad y más espacio ocupó en el volumen determinado. Para esta especie, como en otras de la familia de las Agavaceae no existen referencias del PV para poder hacer una comparación; sin embargo, esta prueba es un indicador de la calidad que puede influir en el vigor de las plántulas como lo refiere el ISTA (ISTA, 2019).

## 6.3 Pruebas fisiológicas

### 6.3.1 Viabilidad con tetrazolio (V).

El análisis estadístico no muestra diferencias significativas ( $p \leq 0.05$ ) entre los tamaños evaluados (Anexo 2), con un CV de 11.80 % y con una media general de 71 % de semillas viables; sin embargo, las semillas grandes y chicas fueron iguales estadísticamente con una V de 75.5 %, mientras que las semillas medianas registraron una menor V de 62 %; (Figura 23).

La presencia de tinción en los tejidos de la semilla de cada tamaño, indicó que todas tienen viabilidad, actividad metabólica del embrión y por consecuencia la capacidad germinativa (Figura 24a). Sin embargo, este poder, en algunas

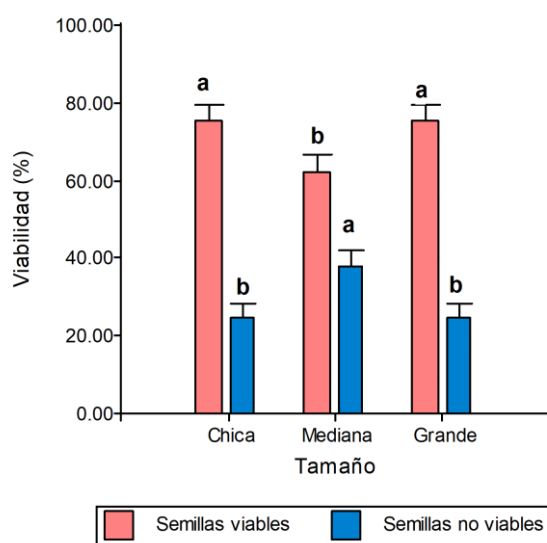
especies puede estar detenido por algún factor interno o externo de la semilla y llegar a causar un estado de latencia o dormancia en la semilla (Flores *et al.*, 2006; Doria, 2010) (Figura 24b) siendo necesario la aplicación de algún promotor de germinación, por tal razón previniendo esto en el presente estudio, se aplicaron diferentes tratamientos para promover la germinación.

En semillas de la misma especie (*A. potatorum*), Langlé-Argüello *et al.* (2017), reportaron una viabilidad menor (66%) en semillas almacenadas durante 12 meses, por lo que, la viabilidad es un indicador de la capacidad germinativa y puede ser afectada por el tamaño de las semillas y factores ambientales (precipitación, temperatura, radiación solar y disponibilidad de agua), que influyen en la planta madre y en la calidad de semillas que se producen como lo refieren Elizalde *et al.*, (2017). La viabilidad refleja, la acumulación de nutrientes en la semilla, detectado en su peso el cual varía dependiendo el tamaño.

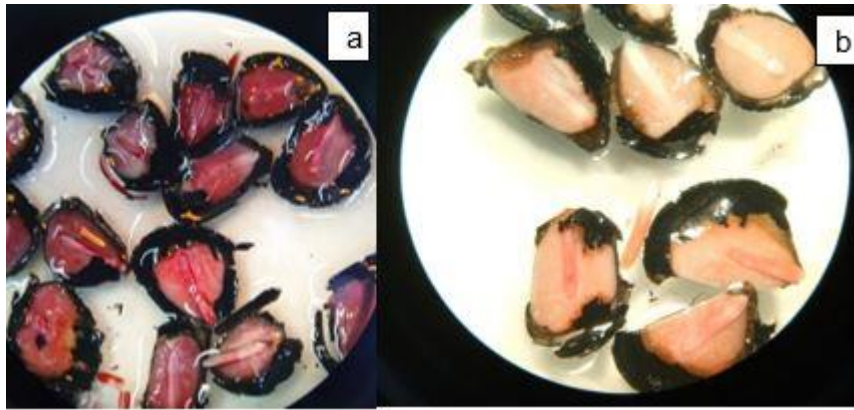
**Cuadro 3.** Análisis de viabilidad en semillas del maguey papalomé (*Agave potatorum* Zucc.) mpio. San Miguel Piedras del distrito de Nochixtlán, Oaxaca, México.

Semillas	Viabilidad (%)	
	Viables	No viables
Chicas	75.56 a	24.44 b
Medianas	62.2 b	37.78 a
Grandes	75.56 a	24.44 b
CV	11.80	29.04

CV. Coeficiente variación (%)



**Figura 23.** Porcentaje de viabilidad de las semillas del maguey papalomé (*Agave potatorum* Zucc.).



**Figura 24.** Prueba de viabilidad por tamaño de semilla del maguey papalomé (*Agave potatorum* Zucc.) mpio. San Miguel Piedras del distrito de Nochixtlán, Oaxaca, México. a) Semillas viables; b) Semillas no viables.

### 6.3.2 Germinación estándar (GE).

Existieron diferencias altamente significativas ( $p \leq 0.01$ ) para los parámetros PN, PA y SSG en las fuentes de variación, días de evaluación, tamaños y tratamientos, así como en las interacciones días por tamaños, días por tratamientos y tamaños por tratamientos; con CV de 43.8, 48.6 y 33.24 %, y promedios generales de 30, 27.5 y 42.5%, respectivamente. A los 10 dds, la semilla de *A. potatorum* presentó una baja germinación con 15 % de PN, con altos porcentajes de PA y SSG con 35.7 % y 48.3 %, respectivamente (Cuadro 4, Figura 25).

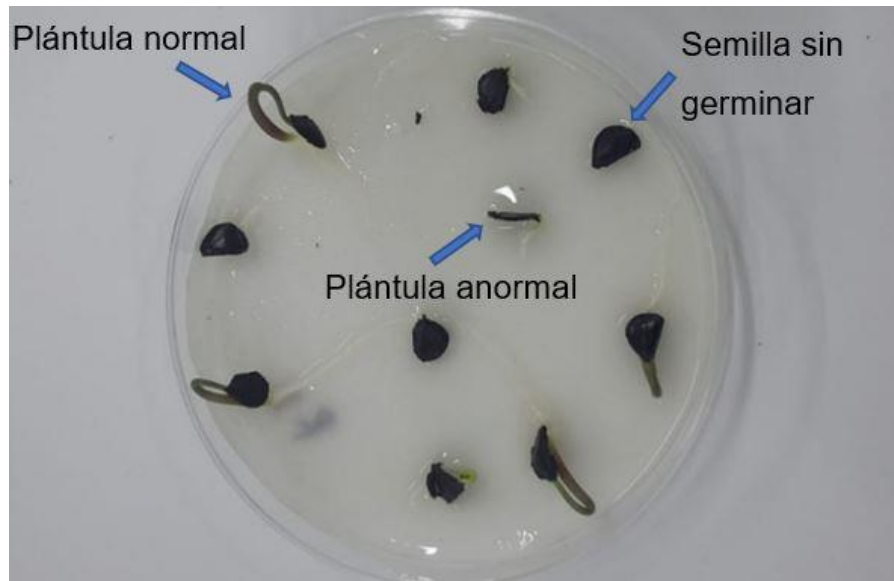
**Cuadro 4.** Germinación estándar por tamaño de semillas de maguey papalome (*Agave potatorum* Zucc.) mpio. San Miguel Piedras del distrito de Nochixtlán, Oaxaca, México

Semillas	Porcentaje (%)					
	10 dds			15 dds		
	PN	PA	SSG	PN	PA	SSG
Chicas	26.19a	24.76b	50.00a	39.05b	15.24c	45.71a
Medianas	14.29b	38.57b	42.86a	47.14a	18.57c	34.29b
Grandes	4.29c	43.81b	51.90a	48.57a	20.48c	30.0b

dds: Días después de la siembra; PN: Plantas normales; PA; Plantas anormales;

SSG: Semillas sin germinar.





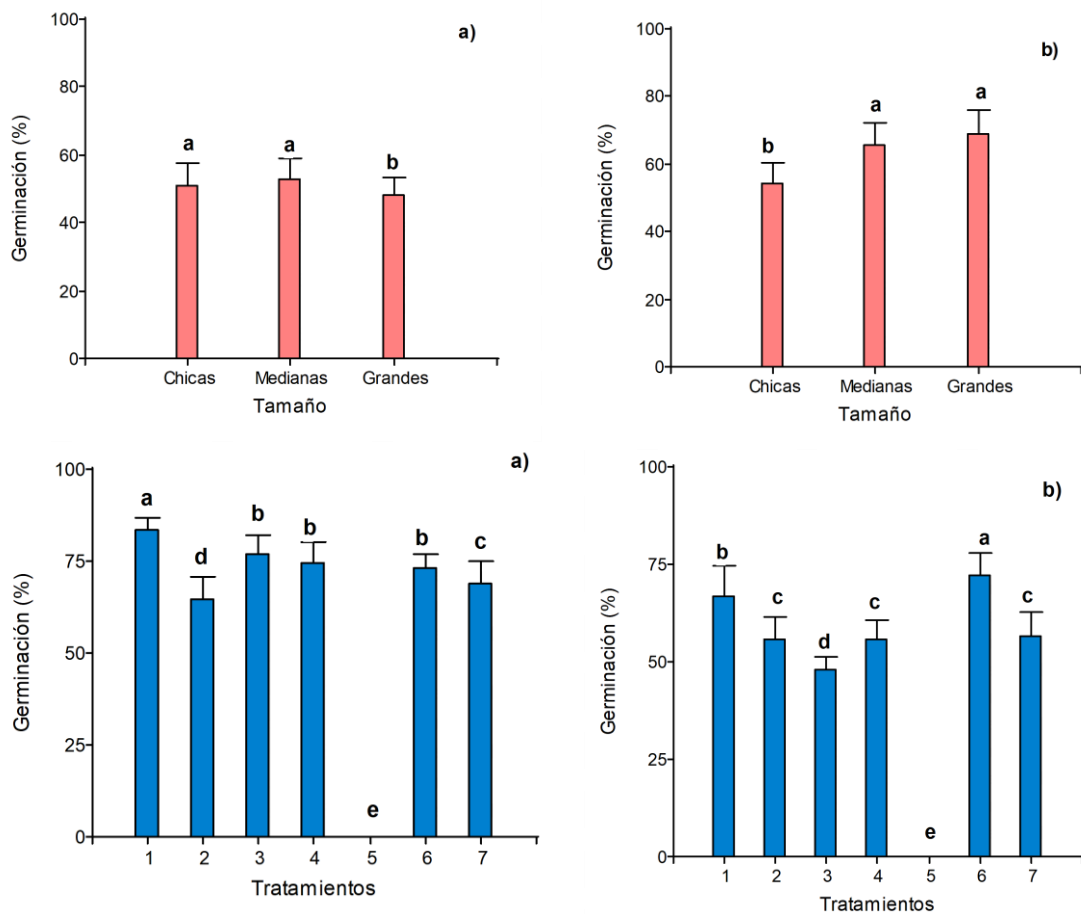
**Figura 25.** Germinación estándar de semillas en maguey papalomé (*Agave potatorum* Zucc.) mpio. San Miguel Piedras del distrito de Nochixtlán, Oaxaca, México.

A los 15 dds hubo un incremento hasta 45% de PN y por consiguiente una disminución en el resto de parámetros (18% de PA y 37 % de SSG). Estos resultados, indicaron que la prueba de viabilidad en *A. potatorum*, detectó parcialmente el poder germinativo y al realizar una prueba de germinación, se logró evidenciar su condición fisiológica de latencia en la semilla (Doria, 2010), debido a los bajos valores de germinación y altos en PA y SSG, en ambos días de evaluación.

A los 15 dds los tamaños de semilla, grande y mediana resultaron estadísticamente iguales en PN, con los valores más altos (48.57-47.14 %); mientras que la semilla chica fue la más baja con PN de 39.05 %. En PA se presentó el mismo efecto, con un PA estadísticamente igual en las semillas grandes y medianas de 20.48 y 18.57 %. Por el contrario, la chica resultó con el menor PA de 15.24 %. En cuanto a las SSG la prueba de Tukey ( $\alpha= 0.05$ ) muestra que las semillas tipo chico registraron la mayor proporción de SSG con 45.71 %; mientras que las de tipo mediano y grande fueron iguales estadísticamente con un SSG de 34.29 % y 30 % respectivamente.

### 6.3.3 Análisis por tratamientos

Al analizar los tratamientos como efectos independientes el ANOVA muestra que partir de los 10 dds existieron diferencias altamente significativas ( $p \leq 0.01$ ) en la germinación entre los diferentes tratamientos evaluados ( $r^2 = 0.92$ ;  $CV = 29.85$ ); mientras que a los 15 dds este parámetro junto con el tamaño de la semilla resultaron significativos y altamente significativos ( $r^2 = 0.95$ ;  $CV = 20.64$ ) (Figura 26, Anexo 3).



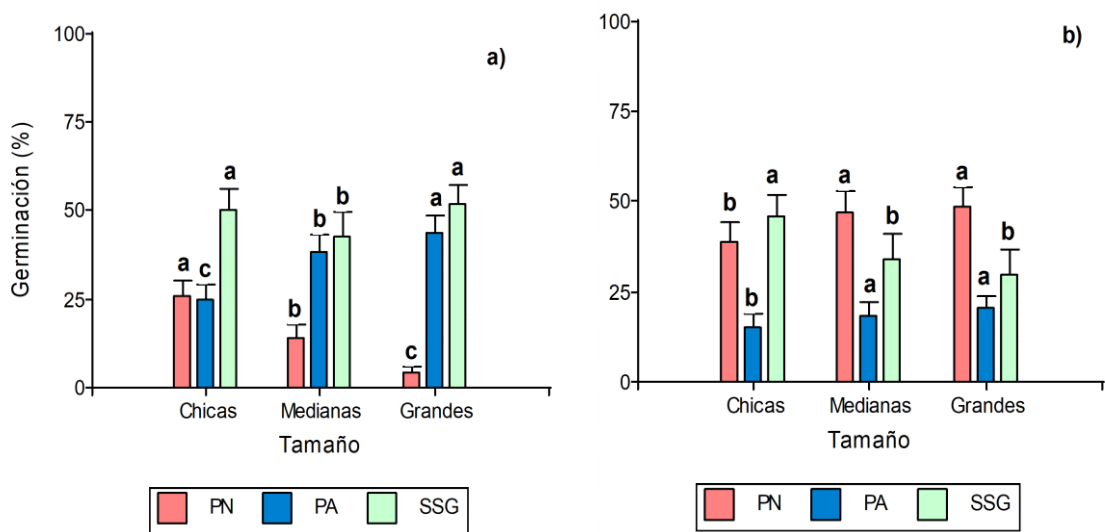
**Figura 26.** Germinación por tamaños y tratamientos de las semillas de *Agave potatorum*.

En cuanto a la proporción de plantas normales (PN), a partir de los 10 dds se registraron diferencias altamente significativas ( $p \leq 0.01$ ) entre el tipo de tamaño de semilla ( $r^2 = 0.85$ ;  $CV = 83.79$ ) y diferencias significativas ( $p \leq 0.05$ ) entre los tratamientos de germinación evaluados; sin embargo, a los 15 dds solo existieron

diferencias altamente significativas ( $p \leq 0.01$ ) entre tratamientos ( $r^2 = 0.86$ ;  $CV = 40.70$ ) (Anexo 3).

En las plantas anormales (PA), a los 10 dds, se registraron diferencias altamente significativas ( $p \leq 0.01$ ) en el tamaño de las semillas y tratamiento de germinación ( $r^2 = 0.90$ ;  $CV = 37.81$ ). A los 15 dds solo se registraron diferencias significativas ( $p \leq 0.05$ ) entre los tratamientos evaluados ( $r^2 = 0.90$ ;  $CV = 69.92$ ) (Anexo 3).

En cuanto a la proporción de semillas sin germinar (SSG), se registraron diferencias altamente significativas ( $p \leq 0.01$ ) en los tratamientos de germinación evaluados ( $r^2 = 0.90$ ;  $CV = 36.72$ ). A los 15 dds se registraron diferencias significativas ( $p \leq 0.05$ ) en el tamaño de la semilla evaluado y diferencias altamente significativas ( $p \leq 0.01$ ) en los tratamientos de germinación ( $r^2 = 0.95$ ;  $CV = 36.69$ ) (Figura 27) (Anexo 3).



**Figura 27.** Variables de PN, PA y SSG a los 10 dds (a) y 15 dds (b).

Al analizar los resultados a los 15 dds, los tratamientos T1 y T6, fueron estadísticamente iguales ( $p \leq 0.05$ ) registrando los valores más altos en PN con 64.44 % y 60 % respectivamente, superando al resto de los tratamientos evaluados, donde el T5 no registró respuesta de germinación (Cuadro 5, Figura 28).

La aplicación de ácido giberélico en una concentración baja como la aplicada en el T1 (500 ppm de AG<sub>3</sub>) ayudó a compensar la cantidad requerida de giberelinas endógenas del embrión de las semillas de *A. potatorum*, activando el proceso germinativo, logrando romper la latencia (Brady y McCourt, 2003) registrando una germinación promedio del 64 % con PN, existiendo una diferencia del 13% con respecto al tratamiento homólogo a mayor dosis de AG<sub>3</sub> y una diferencia del 18% con respecto al testigo, mostrando que esta especie tiene cierta latencia y es necesario el uso de promotores de germinación.

Se ha reportado que la aplicación exógena del ácido giberélico ha sido eficiente, por su habilidad de interrumpir estados de latencia y reemplazar la necesidad de la luz y la temperatura, incrementando el porcentaje y tiempo de germinación en algunas especies de la familia Solanaceae como *Nicotiana tabacum* y *Solanum lycopersicum*; actuando en el proceso de germinación mediante la movilización de reservas y crecimiento del embrión. (Peng y Harberd, 2002; Moreno, 2012).

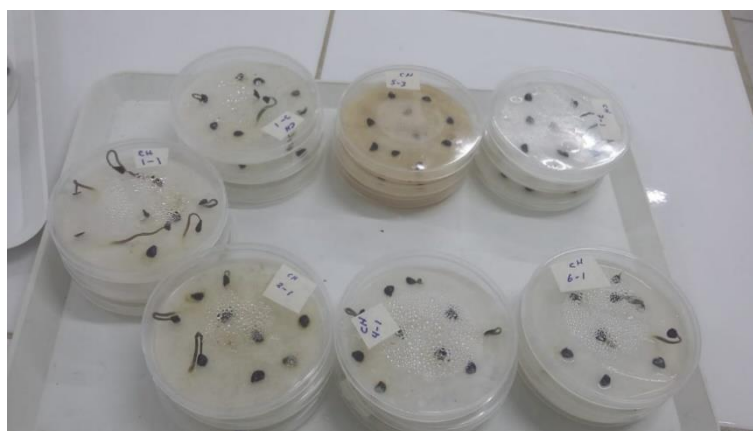
Al utilizar un microorganismo promotor de crecimiento vegetal (MPCV) como *Bacillus subtilis*, se generan metabolitos como auxinas, citoquininas y giberelinas, compuestos orgánicos, así como ácido jasmónico, ácido salicílico y fitoalexinas (Ramírez, 2010; Rojas-Solís *et al.* 2013). Así mismo, el *Bacillus subtilis* también se ha utilizado como promotor de germinación en semillas de tomate, para promover su crecimiento de manera directa (producción de fitohormonas) o indirecta (producción de antibióticos y metabolitos). Con *Bacillus subtilis* al 75% (T6) se obtuvo la mayor efectividad en la germinación con la semilla mediana, obteniendo un 60 % de PN, superando al resto de los tratamientos adicionados con este microorganismo y al testigo (T7), donde se obtuvo una germinación de PN de 46 %.

Sosa (2014), refiere que las micorrizas han sido utilizadas por la mayor parte de plantas vasculares, con el objetivo de crear una alternativa en la agricultura orgánica. Al ser utilizada como promotor de crecimiento, le permite a la planta asimilar los nutrientes requeridos, a cambio de hidratos de carbono y vitaminas para el hongo. Sin embargo, la aplicación de *Glomus intraradicens* en la germinación de *A. potatorum* no mostró ningún efecto, en ninguna de las

concentraciones aplicadas, como lo reportado por Ruiz-Ramírez (2021), al inocularlo en germinación de especies hortícolas, el cual tampoco dio un resultado positivo ante este promotor de germinación. En este caso las semillas de *A. Potatorum* reaccionaron mejor en la solución de AG<sub>3</sub>, debido a que le ayudó a romper el porcentaje de latencia que pudieron tener las semillas.

**Cuadro 5.** Germinación, longitud de radícula e hipocótilo por tratamiento en maguey papalomé (*Agave potatorum* Zucc.) mpio. San Miguel Piedras del distrito de Nochixtlán, Oaxaca, México.

Variables	10 dds			15 dds		
	PN	PA	SSG	PN	PA	SSG
T1	22.22a	44.44a	33.33d	64.44 <sup>a</sup>	18.89c	15.56d
T2	12.22b	43.33a	38.89d	51.11b	13.33d	35.56b
T3	8.89c	38.89b	53.33b	44.44c	32.22a	23.33c
T4	17.78b	37.78b	44.44c	47.78c	26.67b	25.56c
T5	0d	0c	100a	0d	0e	100a
T6	28.89a	43.33a	31.11d	60 <sup>a</sup>	13.33d	26.67c
T7	14.44b	42.22a	36.67d	46.67c	22.22b	30b
CV	86.73	37.81	36.72	40.7	4.64	36.69
EE	± 4.46	±4.65	±6.1	± 6.09	±4.64	±4.48



**Figura 28.** Germinación por tratamiento en semillas del maguey papalome (*Agave potatorum* Zucc.) mpio. San Miguel Piedras del distrito de Nochixtlán, Oaxaca, México. T1 = 500 ppm de ácido giberélico (AG<sub>3</sub>). T2 = 1000 ppm de ácido giberélico (AG<sub>3</sub>); T3 = 50% inoculación de micorriza (*Glomus intraradicens*); T4 = 100% inoculación de micorriza (*Glomus intraradicens*); T5 = 25% inoculación *Bacillus subtilis*; T6 = 75% inoculación *Bacillus subtilis*; T7 = Testigo con agua destilada.

#### 6.4 Análisis de variables dependientes *in vitro* y *ex vitro*

El análisis de varianza muestra diferencias altamente significativas ( $p \leq 0.01$ ) entre el tipo de condición de incubación (CI), en las repeticiones evaluadas, en la interacción CI por tipo de luz (TL) y entre el TL por repetición (RP) en longitud de hipocotilo (Lh), longitud de raíz (Lr) y peso fresco (Pf). El ANOVA, mostró diferencias altamente significativas ( $p \leq 0.01$ ), entre el TL, en la interacción CI por TL y en la interacción TL por RP (Anexo 8).

**Longitud de hipocotilo (Lh).** Independiente del TL en la condición *ex vitro* se obtienen los valores más altos en Lh con un promedio de 6.54 cm. En la interacción CI por tipo de luz (TL) la germinación *ex vitro* en luz roja y azul, son estadísticamente iguales, registrando los valores más altos en Lh, siendo de 7 cm y 6.79 cm respectivamente. En condiciones *in vitro*, con estos mismos tipos de luz, se obtienen los valores menores en Lh (Figura 29).

**Longitud de raíz (Lr),** en la condición *in vitro*, se obtiene mayor Lr con 2.53 cm, siendo la luz blanca en donde se obtiene los mayores promedios (Lr= 2.41 cm), este tipo de luz supera al Lr, obtenida con luz azul y roja. En la CI *ex vitro* por tipo de luz se obtienen los valores menores en Lr (Figura 29).

**Número de hojas por planta (Nh).** Independientemente de la CI la luz blanca y azul, tienen un efecto positivo en el Nh. En la condición *ex vitro* e *in vitro* la luz blanca, tiene un mayor efecto en Nh, registrando 1.85 hojas por planta. El menor efecto en Nh se obtuvo con la luz roja (Figura 29).

**Peso fresco (Pf).** En la CI *in vitro* se obtuvo el mayor Pf, con un 0.18 g por planta. Independientemente del CI, en la luz blanca se obtuvo el mayor Pf (0.19 g), mientras que el Pf por planta con la luz azul y roja, fueron estadísticamente iguales con un Pf de 0.15 g y 0.13 g respectivamente.

En la CI *in vitro*, la luz blanca tiene mayor influencia en el Pf de la planta, registrando en la prueba de medias un Pf de 0.24 g, superando en 10 % al registro de Pf, obtenido en el CI *ex vitro*. Independientemente de la CI, la luz roja

y azul registraron un Pf menor, estadísticamente igual, con un Pf de 0.15 g (Figura 29).

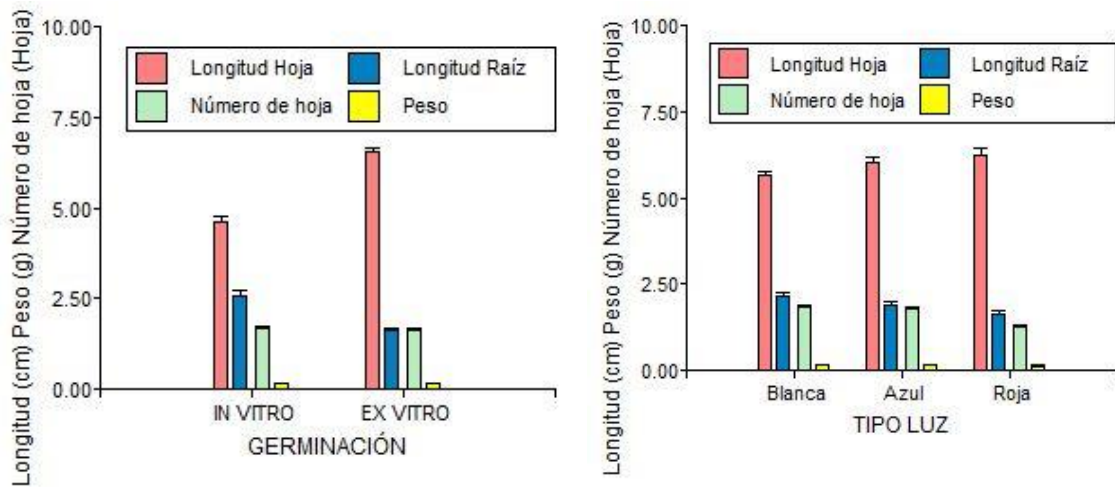


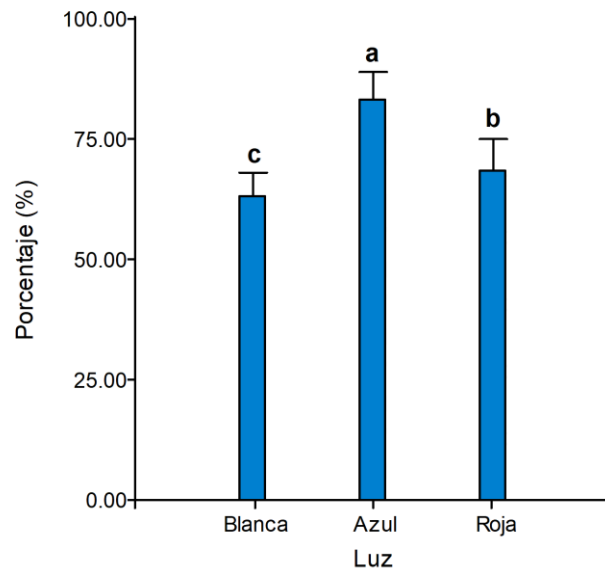
Figura 29. Variables dependientes *in vitro* y *ex vitro*.

## 6.5 Germinación *in vitro*

La luz es una fuente indispensable de energía para la actividad fotosintética de las plantas, para su crecimiento y desarrollo. Gracias a las características que poseen los diferentes emisores de luz LEDs, las plantas son capaces de responder a la intensidad y al color de las luces, influyendo sobre los caracteres morfológicos y los procesos fisiológicos (Zhang y Folta, 2012; Paniagua-Pardo, 2015); sin embargo, en el ANOVA, no se encontraron diferencias significativas ( $p \leq 0.05$ ) en los tipos de luz evaluados ( $r^2 = 0.52$ ;  $CV = 12.13$ ) a los 30 dds (Anexo 5).

En la prueba de comparación de medias, de acuerdo a los valores obtenidos en la germinación *in vitro* de semillas de *A. potatorum*, se observa que las semillas que recibieron la iluminación en las longitudes de onda del espectro azul, obtuvieron el valor más alto con el 83 % de germinación, a diferencia de las que fueron incubadas en la luz roja con 68 %, o bien las que recibieron luz blanca con 62 % (Figura 30). Hay varios estudios donde se menciona la utilización de luces LED, como reportó Johkan *et al.* (2010) que LEDs azules promovieron el crecimiento de plántulas de lechuga. La luz azul absorbe los criptocromos

(Fotorreceptores sensibles a la luz azul), que se ven reflejados en la morfología de la planta, ayudan al desarrollo de las hojas e inhiben la elongación del tallo.

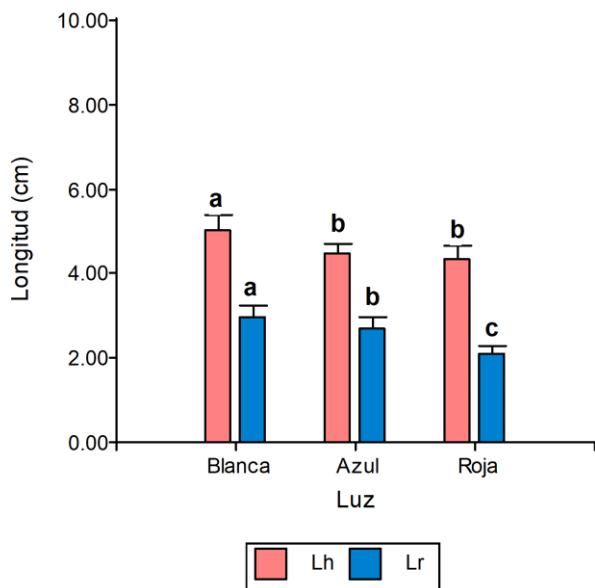


**Figura 30.** Porcentaje de germinación *in vitro* de *A. potatorum* Zucc., por tipo de luz

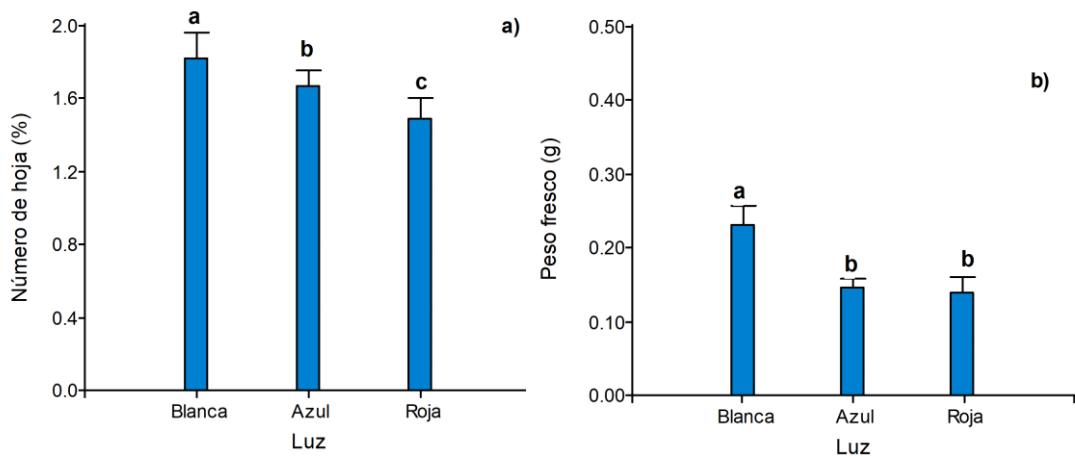
El ANOVA, muestra que en las variables de Lh, Lr, Nh y Pf, se presentaron diferencias altamente significativas ( $p \leq 0.01$ ), en las repeticiones evaluadas y en el tipo de luz en Pf (Anexo 6). En la comparación de medias, si presentaron diferencias, siendo la luz blanca el que predomina en todas las variables (Lh: 4.97 cm; Lr: 2.90 cm; Nh: 1.83 %; Pf: 0.24 g), seguido de la luz azul (Figura 31 y 32). De acuerdo con Gonzales-Olivo (2019), en la evaluación del crecimiento de *Amaranthus caudatus* por diferentes longitudes de onda, se obtuvo un mayor crecimiento bajo la influencia de la luz azul, que en la luz roja; así como lo reportado por Marín (2016), en la germinación de orquídea (*Encyclia* sp), en donde mostró mayor porcentaje de germinación, sin embargo, estadísticamente no hubo diferencias significativas. En este estudio también se presentó el mismo efecto, aunque en estudios se ha demostrado que la luz roja, ayuda a la elongación de las plantas y la luz azul inhibe su crecimiento, la diferencia que hubo entre las luces, pudo deberse a factores como la baja intensidad lumínica que se presentó en la luz roja y el entorno de incubación, puesto que compartía



el espacio junto con la luz azul y la luz blanca (Berkovich *et al.*, 2017; Mendoza *et al.*, 2021).



**Figura 31.** Longitud de hoja y radícula *A. potatorum*.

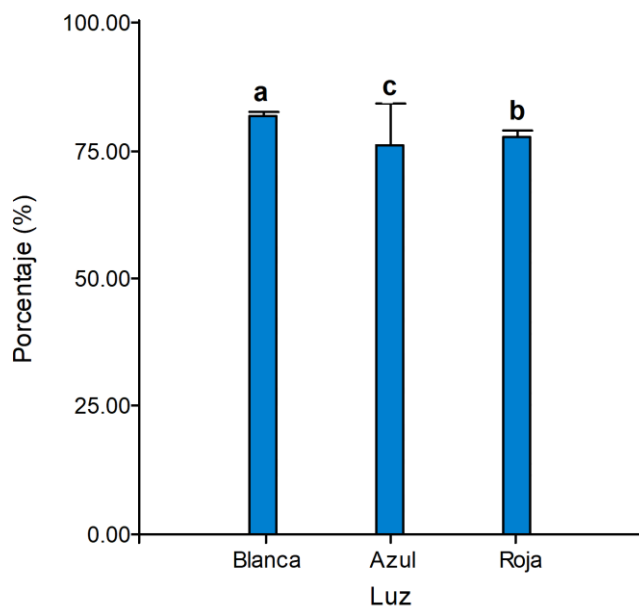


**Figura 32.** a: número de hojas por planta; b: peso de la planta del *A. potatorum*.

## 6.6 Germinación *ex vitro*

Los resultados obtenidos en el ANOVA, en la prueba de Tukey ( $\alpha = 0.05$ ), muestra que no hay diferencias estadísticamente significativas ( $p \leq 0.05$ ), en las repeticiones evaluadas ( $r^2 = 0.30$ ;  $CV = 11.65$ ) (Anexo 5).

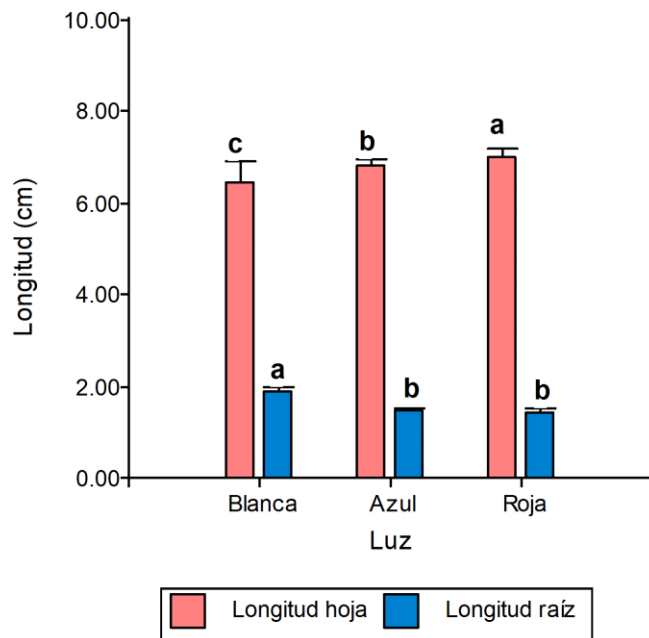
En las pruebas de comparación de medias se encontraron que la luz blanca registró un mayor porcentaje de germinación (81 %), que la luz roja y azul (77 y 75%) (Figura 33). Un resultado similar con lo que obtuvo Sánchez-Mendoza *et al.*, 2019, quien registró que la luz roja presentó mayor porcentaje de germinación en semilla de la misma especie, que la luz azul. También concuerda con resultados de otras especies bajo efectos de las luces LED, como en semillas de champa (*Campomanesia lineatifolia*) (Porrás-Merchán *et. al.* 2020) que obtuvo mayor porcentaje de germinación bajo la influencia de la luz roja que azul.



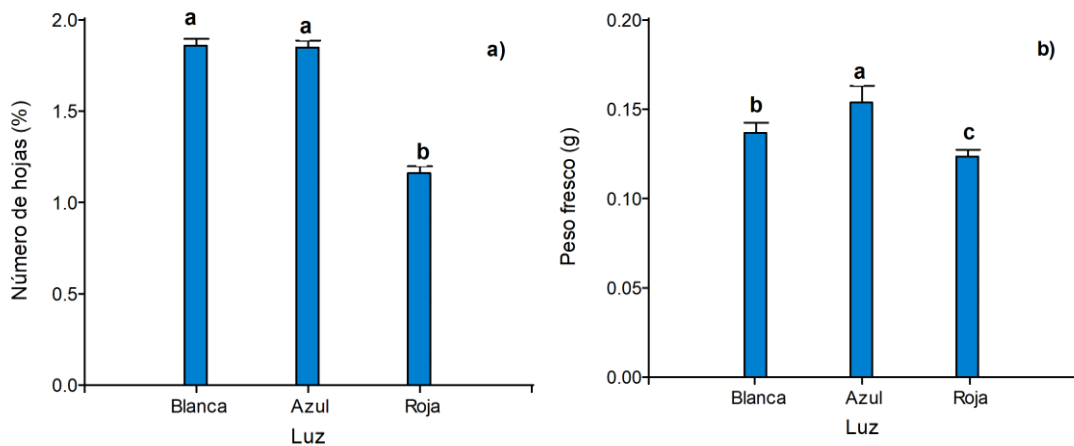
**Figura 33.** Porcentaje de germinación *ex vitro* de *A. potatorum* Zucc., por tipo de luz.

Las variables evaluadas mostraron que la Lh logró un mayor porcentaje (6.99 %) bajo la luz roja, mientras que, en la Lr, obtuvo mayor longitud en la luz blanca (1.89 cm), en el Nh, aunque en la luz blanca fue mayor (1.86 %), estadísticamente fueron iguales en luz blanca y azul, y la variable de Pf, se vio favorecida ante la luz azul (0.15 g) (Figura 34 y 35). En la variable de Lh, hay diferencia significativa ( $p \leq 0.05$ ) en las repeticiones, mientras que, en la Lr, existió diferencias altamente significativas ( $p \leq 0.01$ ) en la luz y en las repeticiones, en cuanto al Nh solo existe diferencias altamente significativas ( $p \leq 0.01$ ) en el tipo de luz evaluado y en el peso fresco de la plántula, mostró diferencias altamente significativas ( $p \leq 0.01$ ) en las repeticiones (Anexo 7) (Berkovich *et al.*, 2017; Mendoza *et al.*, 2021).

Gracias a los receptores de luz roja (fitocromos), las plantas tienden a elongarse más, mientras que los fotorreceptores que absorbe la luz azul (Criptocromos y fototropinas), se les asocia más a tener una menor altura y cobertura en las plantas.



**Figura 34.** Longitud de hoja y radícula, del *A. potatorum* Zucc.



**Figura 35.** a: Número de hojas por planta; b: peso de la planta del *A. potatorum* Zucc.

Con base a estas pruebas, podemos atribuir que las semillas son positivamente fotoblasticas y que los resultados obtenidos crean un antecedente para futuras investigaciones tanto en *A. potatorum* como en otras especies de agaves.

## VII. CONCLUSIONES

Se logró establecer los parámetros de calidad física y fisiológica de la semilla del maguey papalomé (*A. potatorum*), de acuerdo a los estándares del sector de certificación establecidos por el Servicio Nacional de Inspección y Certificación de Semillas (SNICS) y del International Seed Testing Association (ISTA). Estas pruebas, también permitieron caracterizar el tamaño de las semillas. A mayor tamaño mayor peso de mil semillas y menor peso volumétrico. Un tamaño medio es el sugerido como selección para propósitos de propagación de esta especie. En calidad fisiológica, los tamaños de semilla chica y grande presentan mayores valores de viabilidad, detectando latencia en la prueba de germinación.

Es necesario aplicar tratamientos para promover la germinación con Ácido giberélico o con microorganismos promotores de crecimiento vegetal como *Bacillus subtilis*, que incrementan la germinación en más del 60%.

La germinación *ex vitro* e *in vitro* es viable para *A. potatorum*, destacando como ventajas que en la condición *in vitro* se pueden obtener *in vitro* plantas libres de patógenos, el tiempo de germinación es menor y las plantas crecen en ambientes controlados, lo que permite estrategias de micropropagación.

La aplicación de diferentes longitudes de onda emitido por las lámparas LED son elemento clave en el proceso de germinación y formación de las primeras estructuras morfológicas (raíz y hipocotilo) de la planta; siendo la luz azul quien presento un mayor resultado en la germinación *in vitro* y la luz blanca en germinación *ex vitro*.

Es relevante generar información de las diferentes etapas de crecimiento y desarrollo de *Agave potatorum* debido a que su principal forma de reproducción es la vía sexual y conocer los factores involucrados favorece el manejo de la especie tanto con fines productivos como de conservación.

## VIII. RECOMENDACIONES

Para el establecimiento *in vitro* y *ex vitro* de las semillas se deben de considerar contar con espacios adecuados para la incubación y control de la intensidad de luz emitida por las lámparas.

## IX. LITERATURA CITADA

1. Aguirre, X. (2004). Genética de Poblaciones de *Agave cupreata* y *Agave potatorum*: aportaciones para el manejo y conservación de dos especies mezcaleras. Laboratorio de Evolución Molecular y Experimental. Instituto de Ecología. Universidad Nacional Autónoma de México. 77p. [https://www.researchgate.net/profile/Xitlali-Aguirre-Dugua/publication/267820588\\_Genetica\\_de\\_poblaciones\\_de\\_Agave\\_cupreata\\_y\\_Agave\\_potatorum\\_aportaciones\\_para\\_el\\_manejo\\_y\\_la\\_conservacion\\_de\\_dos\\_especies\\_mezcaleras/links/55915e4708aed6ec4bf82f00/Genetica-de-poblaciones-de-Agave-cupreata-y-Agave-potatorum-aportaciones-para-el-manejo-y-la-conservacion-de-dos-especies-mezcaleras.pdf](https://www.researchgate.net/profile/Xitlali-Aguirre-Dugua/publication/267820588_Genetica_de_poblaciones_de_Agave_cupreata_y_Agave_potatorum_aportaciones_para_el_manejo_y_la_conservacion_de_dos_especies_mezcaleras/links/55915e4708aed6ec4bf82f00/Genetica-de-poblaciones-de-Agave-cupreata-y-Agave-potatorum-aportaciones-para-el-manejo-y-la-conservacion-de-dos-especies-mezcaleras.pdf)
2. Aguirre-Dugua, X. y Eguiarte, L.E. (2013). Genetic diversity, conservation and sustainable use of wild *Agave cupreata* and *Agave potatorum* extracted for mezcal production in Mexico. *Journal of Arid Environments*. México, D.F., Mexico. 90: 36-44. DOI: [10.1016/j.jaridenv.2012.10.018](https://doi.org/10.1016/j.jaridenv.2012.10.018).
3. Arizaga, S., y Ezcurra E. (1995). Insurance against reproductive failure in a semelparous plant: bulbil formation in *Agave macroacantha* flowering stalks. *Oecologia*, 101(3): 329-334. DOI: <https://doi.org/10.1007/BF00328819>.
4. Arriagada, V. (2000). Semillas, Inspección, análisis, tratamiento y legislación. Universidad Católica de Chile. Bogotá, Colombia. El Semillero, 228. <https://repositorio.iica.int/handle/11324/13128>
5. Avendaño-Arrazate, C. H., Iracheta-Donjuan, L., Gódinez-Aguilar, J. C., López-Gómez, P., y Barrios-Ayala, A. (2015). Caracterización morfológica de *Agave cupreata*, especie endémica de México. *Revista Internacional de Botánica Experimental*. *Phyton* (Buenos Aires), 84(1), 148-162. <http://www.scielo.org.ar/pdf/phyton/v84n1/v84n1a22.pdf>
6. Bautista, C. A. (2019). Propagación *in vitro*, aclimatación y desarrollo en vivero de *Agave potatorum* Zucc. Tesis de maestría. Instituto Tecnológico del Valle de Oaxaca. Xoxocotlán, Oaxaca. 96p. <https://rinacional.tecnm.mx/jspui/handle/TecNM/1292>

7. Bautista, J., y Smit, M. (2012). Sustentabilidad y agricultura en la "región del mezcal" de Oaxaca. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 3(1),5-20. <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=263123192001>
8. Bautista-Cruz, A., y Martínez-Gallegos, V. (2020). Promoción del crecimiento de *Agave potatorum* Zucc. por bacterias fijadoras de nitrógeno de vida libre. *Terra Latinoamericana*, 38(3), 555-567. DOI: <https://doi.org/10.28940/terra.v38i3.647>.
9. Berjak, P, y Pammenter, N. W. (2010). Semillas ortodoxas y recalcitrantes. Manual de Semillas de Árboles Tropicales. IV. US. *Agricultural Department. Forestal Service*, 38(3): 143-155. [https://www.academia.edu/download/43398013/Semillas\\_Ortodoxas\\_y\\_Recalcitrantes.pdf](https://www.academia.edu/download/43398013/Semillas_Ortodoxas_y_Recalcitrantes.pdf)
10. Berkovich, Y. A., Konovalova, I. O., Smolyanina, S. O., Erokhin, A. N., Avercheva, O. V., Bassarskaya, E. M., & Tarakanov, I. G. (2017). LED crop illumination inside space greenhouses. *Reviews in Human Space Exploration*. 6: 11-24. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.reach.2017.06.001>
11. Botto, J. F. (1998). La germinación de las semillas por luz y su relación con la emergencia de plántulas de malezas. Tesis de doctor. Facultad de Ciencias Exactas y Naturales. Universidad de Buenos Aires. [http://digital.bl.fcen.uba.ar/Download/Tesis/Tesis\\_3040\\_Botto.pdf](http://digital.bl.fcen.uba.ar/Download/Tesis/Tesis_3040_Botto.pdf)
12. Brady, S. M., & McCourt, P. (2003). Hormone Cross-Talk in Seed Dormancy. *Journal of Plant Growth Regulation*, 22(1), 25–31. DOI: [10.1007/s00344-003-0018-7](https://doi.org/10.1007/s00344-003-0018-7)
13. Carmen, Z. G. (2015). Semilla: morfología y desarrollo. Universidad Autónoma del Estado de México. 50 p. <http://hdl.handle.net/20.500.11799/34478>
14. CONABIO. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad. (2021). Magueyes. CONABIO, México. <https://www.biodiversidad.gob.mx/diversidad/alimentos/magueyes>
15. Consejo Regulador del Mezcal (CRM). 2019. El crecimiento del mezcal 2018. Resumen del informe estadístico. pp. 10-19. [http://www.crm.org.mx/publicaciones/revista/pdf/Revista\\_El\\_Mezcal2.pdf](http://www.crm.org.mx/publicaciones/revista/pdf/Revista_El_Mezcal2.pdf)
16. Delgado-Lemus, A., Casas, A. y Téllez O. (2014). Distribution, abundance and traditional management of *Agave potatorum* in the Tehuacán Valley,

- Mexico: bases for sustainable use of non-timber forest products. *Journal of ethnobiology and ethnomedicine* 10(1): 1-22. [DOI:10.1186/1746-4269-10-63](https://doi.org/10.1186/1746-4269-10-63)
17. Documet-Rodríguez, J. A. (2019). Efecto de tratamientos de ondas de luz LED en la producción de germinados de alfalfa (*Medicago sativa*). Tesis de Licenciatura. Facultad de Ciencias Ambientales. Lima-Perú. 86 p. <https://hdl.handle.net/20.500.12805/791>
  18. Doria, J. (2010). Generalidades sobre las semillas: su producción, conservación y almacenamiento. *Cultivos tropicales*, 31(1): 74-85. [http://scielo.sld.cu/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S0258-59362010000100011](http://scielo.sld.cu/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0258-59362010000100011)
  19. Elizalde, V., García, J. R., Peña-Valdivia, C. B., Ybarra, M., Leyva, O. R., & Trejo, C. (2017). Viabilidad y germinación de semillas de *Hechtia perotensis* (Bromeliaceae). *Revista de Biología Tropical* 1(65):153-165. [https://www.scielo.sa.cr/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S0034-77442017000100153](https://www.scielo.sa.cr/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0034-77442017000100153)
  20. Escamirosa, T. C., Martínez, G. G. A., y Guzmán, C. D. L. (2019). Estudios preliminares para la creación de una indicación geográfica protegida, para el mezcal tobalá proveniente de *A. potatorum* zucc., en una microrregión marginada de Oaxaca, México. *Universidad y Ciencia*. Vol. 8. 60-70. [http://literatura.ciidiroaxaca.ipn.mx:8080/xmlui/handle/LITER\\_CIIDIROAX/543](http://literatura.ciidiroaxaca.ipn.mx:8080/xmlui/handle/LITER_CIIDIROAX/543)
  21. Escamirosa-Tinoco, C., Guzmán-Cruz, D. L. y Hernández-Tolentino, M. (2021). Restauración del hábitat natural del agave silvestre *potatorum* zucc, en la región mixteca de Oaxaca, México. *Universidad y Ciencia*. 10: 105-116. <https://revistas.unica.cu/index.php/uciencia/article/view/1947>
  22. Escamirosa-Tinoco, C., Martínez-Gutiérrez, G. A. y Rivera-García, R.. (2016). Diseño De Un Sistema De Información Geográfica Para La Región Mixteca – Zapoteca (Mix-Za) Productora De Mezcal Mayormente Con Agave Tobalà (*Potatorum Zucc*), en: Gestión de la Innovación como agente determinante del cambio Hacia un emprendimiento sostenible. ILCSA S.A. DE C.V. Tijuana. B. C., México. pp 646-650 [https://www.researchgate.net/profile/Eber-Orozco-Guillen/publication/324068801\\_Analisis\\_del\\_rendimiento\\_de\\_los\\_estudia](https://www.researchgate.net/profile/Eber-Orozco-Guillen/publication/324068801_Analisis_del_rendimiento_de_los_estudia)



[ntesde la asignatura Dibujo Artístico en el Modelo XMOOC del programa académico de Ingeniería en Animación y Efectos Visuales de la Universidad Politécnica De Si/links/5abc03baaca27222c7536f06/ Analisis-del-rendimiento-de-los-estudiantesde-la-asignatura-Dibujo-Artístico-en-el-Modelo-XMOOC-del-programa-académico-de-Ingeniería-en-Animación-y-Efectos-Visuales-de-la-Universidad-Politécnica-De-Si.pdf](#)

23. Espinosa-Barrera L. (2015). Generalidades e importancia de los agaves en México. Centro de Investigación Científica de Yucatán, A.C. (CICY). Mérida, Yucatán, México. 161-164  
[http://www.cicy.mx/Documentos/CICY/Desde\\_Herbario/2015/2015-10-22-Espinosa\\_Barrera-Generalidades e importancia de los agaves en Mexico.pdf](http://www.cicy.mx/Documentos/CICY/Desde_Herbario/2015/2015-10-22-Espinosa_Barrera-Generalidades_e_importancia_de_los_agaves_en_Mexico.pdf)
24. Farrás, T. (2018). Calidad de semilla: qué implica y cómo determinarla. Recursos naturales. 3047(369), 64-65.  
[https://www.planagropecuario.org.uy/uploads/magazines/articles/180\\_2775.pdf](https://www.planagropecuario.org.uy/uploads/magazines/articles/180_2775.pdf)
25. Félix-Valdez, L. (2014). Patrones de Diversidad y Estructura Genética de *Agave potatorum* Zucc. e implicaciones en su manejo *in-situ*. Tesis de Maestría. Universidad de Guadalajara. Zapopan, Jalisco. pp. 77.  
<http://repositorio.cucba.udg.mx:8080/xmlui/handle/123456789/5886>
26. Flores, G. y Macías, C. (2013). Tipos de Vegetación, en: Cantú-Ayala et al. (eds.), Historia Natural del Parque Nacional Cumbres de Monterrey, México. UANL-CONANP. México. Pp. 117-126.  
[https://www.researchgate.net/profile/Maria-Salinas-Rodriguez/publication/277555835\\_Angiospermas/links/556c7a3808aeab777223143c/Angiospermas.pdf](https://www.researchgate.net/profile/Maria-Salinas-Rodriguez/publication/277555835_Angiospermas/links/556c7a3808aeab777223143c/Angiospermas.pdf)
27. Flores, J., Jurado, E., & Arredondo, A. (2006). Effect of light on germination of seeds of Cactaceae from the Chihuahuan Desert, Mexico. Seed Science Research, 16(2), 149-155. [DOI:10.1079/SSR2006242](https://doi.org/10.1079/SSR2006242)
28. Folta, K. M. (2004). Green light stimulates early stem elongation, antagonizing light-mediated growth inhibition. Plant Physiology, 135(3), 1407-1416. <https://doi.org/10.1104/pp.104.038893>

29. Fonseca-Varela, M. (2020). Función de producción en el tiempo de agave (*potatorum* zucc) y mezcal; estudio de caso en Caltepec, Puebla. Tesis de Maestría. Institución de Enseñanza e Investigación en Ciencias Agrícolas. Texcoco, Estado de México. pp. 86. <http://hdl.handle.net/10521/4326>
30. García-López, J. I., Ruiz-Torres, N. A., Lira-Saldivar, R. H., Vera-Reyes, I. y Méndez-Argüello, B. (2016). Técnicas Para Evaluar Germinación, Vigor y Calidad Fisiológica de Semillas Sometidas a Dosis de Nanopartículas. Centro de Investigación en Química Aplicada (CIQA) 129-140. <https://ciqa.repositorioinstitucional.mx/jspui/handle/1025/334>
31. García-Mendoza, A. (2007). Los agaves de México. Ciencias, (087):14-23. <https://www.redalyc.org/pdf/644/64408704.pdf>
32. García-Mendoza, A. (2010). Revisión taxonómica del complejo *Agave potatorum* zucc. (agavaceae): nuevos taxa y neotipificación. Acta Botánica Mexicana 91: 71-93. DOI: <https://doi.org/10.21829/abm91.2010.292>.
33. García-Mendoza, A., Franco-Martínez, I. y Sandoval-Gutiérrez, D. (2019). Cuatro especies nuevas de Agave (Asparagaceae, Agavoideae) del sur de México. Acta Botánica Mexicana. 126: e1461. DOI: [10.21829/abm126.2019.1461](https://doi.org/10.21829/abm126.2019.1461).
34. García-Valenzuela, M. (2011). Etnoecología de los agaves (Agavaceae) en la comunidad NGIWA (Popoloca) de los reyes Metzontla, Puebla, México. Tesis de Maestría. Instituto de Enseñanzas e Investigación en Ciencias Agrícolas. Puebla. pp. 177. <http://hdl.handle.net/10521/440>
35. García-Vásquez, A.J., Jaramillo-Villanueva, J.L., Vargas-López, S., Bustamante-González, A. y Barrera-Rodríguez, A.L. (2018). Tipología de las unidades de producción de mezcal artesanal del distrito de Tlacolula, Oaxaca, México. Agroproductividad. 11(12):71-77. DOI: <https://doi.org/10.32854/agrop.v11i12.1309>.
36. Gentry, H. S. (1982). Agaves of continental North America. University of Arizona Press. Tucson, Arizona, USA. 670 p. [https://books.google.com.mx/books?hl=es&lr=&id=SCqGyWNpRHwC&oi=fnd&pg=PR11&dq=Agaves+of+continental+North+America.+University+of+Arizona+Press.+Tucson,+Arizona,+USA.&ots=lpbegR1R-Z&sig=gyYe3\\_mrHw1eD5fBVB7G6O\\_ixJU](https://books.google.com.mx/books?hl=es&lr=&id=SCqGyWNpRHwC&oi=fnd&pg=PR11&dq=Agaves+of+continental+North+America.+University+of+Arizona+Press.+Tucson,+Arizona,+USA.&ots=lpbegR1R-Z&sig=gyYe3_mrHw1eD5fBVB7G6O_ixJU)

37. González-Arnao, M. T., Ocampo, Y. M. M., y Torres, J. M. (2009). Biodiversidad genética vegetal. *Ciencia*. 78-86. [https://revistaciencia.amc.edu.mx/images/revista/60\\_2/PDF/11-Biodiversidad.pdf](https://revistaciencia.amc.edu.mx/images/revista/60_2/PDF/11-Biodiversidad.pdf)
38. González-Olivo, L. V. (2019). Efecto de las diferentes longitudes de onda de luz led en el crecimiento y desarrollo de *Amaranthus caudatus* variedad "Alegría" (Bachelor's thesis, Universidad del Azuay). <http://dspace.uazuay.edu.ec/handle/datos/8983>
39. Gutiérrez-Hernández, G. F., Ortiz-Hernández, Y. D., Corzo-Ríos, L. J., & Aquino-Bolaños, T. (2020). Composición química y germinación de semillas de tobalá (*Agave potatorum*). *Interciencia*. Venezuela 45(5): 223-228. <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=33963402007>
40. Hackman, D. A., Giese, N., Markowitz, J. S., McLean, A., Ottariano, S. G., Tonelli, C. & Ulbricht, C. (2006). Agave (*Agave americana*) an evidence-based systematic review by the natural standard research collaboration. *Journal of Herbal Pharmacotherapy*, 6(2), 101–122. [DOI:10.1080/j157v06n02\\_09](https://doi.org/10.1080/j157v06n02_09)
41. Hernández-Castro, E., López-Sandoval, Y., Escobar-Álvarez, J., Ramírez-Reynoso, O., Maldonado-Peralta, M. & Valenzuela-Lagard, J. (2021). Morphometric analysis of seed and seedling development of maguey sacatoro (*Agave angustifolia* Haw.). *Ecosistema y Recursos Agropecuarios*. 8(3):1-10 [DOI: https://doi.org/10.19136/era.a8n3.2964](https://doi.org/10.19136/era.a8n3.2964).
42. International Seed Testing Association (ISTA). (2019). International Rules for Seed Testing. Rules. (<http://www.seedtest.org/en/international-rules-content---1--1083.html>)
43. Johkan, M., Shoji, K., Goto, F., Hashida, S. N., & Yoshihara, T. (2010). Blue light-emitting diode light irradiation of seedlings improves seedling quality and growth after transplanting in red leaf lettuce. *HortScience*, 45(12), 1809-1814. [DOI: https://doi.org/10.21273/HORTSCI.45.12.1809](https://doi.org/10.21273/HORTSCI.45.12.1809)
44. Kim, S.-J., Hahn, E.-J., Heo, J.-W., & Paek, K.-Y. (2004). Effects of LEDs on net photosynthetic rate, growth and leaf stomata of chrysanthemum plantlets *in vitro*. *Scientia Horticulturae*, 101(1-2), 143–151. [DOI: 10.1016/j.scienta.2003.10.003](https://doi.org/10.1016/j.scienta.2003.10.003)

45. Langlé-Argüello, L. A., Gutiérrez-Hernández, G. F. y Martínez-Gutiérrez, G. A. (2017). Efecto del tiempo de almacenamiento y procedencia de semillas de *Agave potatorum* Zucc. en la germinación y viabilidad. *Revista Mexicana de Agroecosistemas* Vol 4(2):48-60. <https://docplayer.es/90384172-Revista-mexicana-de-agroecosistemas.html>
46. Lara-Ávila, J. y Alpuche-Solís, Á. (2016). Análisis de la diversidad genética de agaves mezcaleros del centro de México. *Revista Fitotecnia Mexicana*. 39 (3):323-330. [https://www.scielo.org.mx/scielo.php?pid=S0187-73802016000300323&script=sci\\_abstract&tlng=pt](https://www.scielo.org.mx/scielo.php?pid=S0187-73802016000300323&script=sci_abstract&tlng=pt)
47. León-Vázquez, N., Campos-Ángeles, G., Enríquez-del Valle, J., Velasco-Velasco, V., Marini-Zúñiga, F. y Rodríguez-Ortiz, G. (2013). Diversidad de especies de agave en San Miguel Tilquiapam, Ocotlán, Oaxaca. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*. Núm. 6. 1185-1195. [https://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S2007-09342013001000010](https://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S2007-09342013001000010)
48. López-Cruz, J. Y., Martínez Gutiérrez, G.A. y Caballero-García, A. (2016). Diagnóstico de la situación del agave-mezcal y opciones de desarrollo local en comunidades indígenas de Oaxaca. In: *El desarrollo regional frente al cambio ambiental global y la transición hacia la sustentabilidad*. Asociación Mexicana de Ciencias para el Desarrollo Regional, A. C. ISBN AMECIDER: 978-607-96649-2-3 UNAM: 978-607-02-8564-6. Mérida, Yucatán, México. 1-20. <http://ru.iiec.unam.mx/id/eprint/3385>
49. Marín-Pérez, L. (2016). Estudio de la influencia de diferentes longitudes de onda de luz LED en la germinación de una orquídea *Encyclia* sp. Tesis Licenciatura. 49 p. <http://dspace.unila.edu.br/123456789/634>
50. Martínez-Jiménez, R., Ruiz-Vega, J., Caballero-Caballero, M., Silva-Rivera, M. y Montes-Bernabé, J. (2019). Agaves silvestres y cultivados empleados en la elaboración de mezcal en sola de vega, Oaxaca, México. *Tropical and Subtropical Agroecosystems*, 22: 477-485 <file:///C:/Users/User/Downloads/2750-12268-2-PB.pdf>
51. Martínez-Ramírez, S. y Bautista-Sánchez, G. (2013). Adaptabilidad de *Agave potatorum* Zucc. a las condiciones ambientales y socioeconómicas de Río Azucena, San Juan Mixtepec, Oaxaca. REPOSITORIO

<http://repositorio.utm.mx:8080/jspui/handle/123456789/223>

52. Martínez-Ramírez, S., Trinidad-Santos, A., Bautista-Sánchez, G., y Pedro-Santos, E. C. (2013). Crecimiento de plántulas de dos especies de mezcal en función del tipo de suelo y nivel de fertilización. *Revista fitotecnia mexicana* 36(4): 387-393.  
[https://www.scielo.org.mx/scielo.php?pid=S0187-73802013000400004&script=sci\\_arttext](https://www.scielo.org.mx/scielo.php?pid=S0187-73802013000400004&script=sci_arttext)
53. Mendoza-Paredes, J. E., Castillo-González, A. M., Avitia-García, E., Valdéz-Aguilar, L. A., y García-Mateos, M. D. R. (2021). Efecto de diferentes proporciones de luz LED azul: roja en plantas de chile habanero (*Capsicum chinense* Jacq.). *Biotecnia*, 23(1), 110-119.  
<https://doi.org/10.18633/biotecnia.v23i1.1288>
54. Morales, I., Martínez-Gutiérrez, G. A., Cortés-Martínez, C. I., Aquino-Bolaños, T., Escamirosa-Tinoco, C. y Hernández-Tolentino, M. (2017). Crecimiento de *Agave potatorum* cultivado en ambientes contrastantes y fertirrigación. *Revista Mexicana de Agroecosistemas*. ISSN: 2007-9559. Xoxocotlán, Oaxaca, México. 4(2): 18-27.  
[https://www.researchgate.net/profile/Isidro-Morales-2/publication/325514125\\_CRECIMIENTO\\_DE\\_Agave\\_potatorum\\_CULTIVADO\\_EN\\_AMBIENTES\\_CONTRASTANTES\\_Y\\_FERTIRRIGACION/links/5b118f5aa6fdcc4611dbd8f7/CRECIMIENTO-DE-Agave-potatorum-CULTIVADO-EN-AMBIENTES-CONTRASTANTES-Y-FERTIRRIGACION.pdf](https://www.researchgate.net/profile/Isidro-Morales-2/publication/325514125_CRECIMIENTO_DE_Agave_potatorum_CULTIVADO_EN_AMBIENTES_CONTRASTANTES_Y_FERTIRRIGACION/links/5b118f5aa6fdcc4611dbd8f7/CRECIMIENTO-DE-Agave-potatorum-CULTIVADO-EN-AMBIENTES-CONTRASTANTES-Y-FERTIRRIGACION.pdf)
55. Moreno, C.C. (2012). Efecto de ácido giberélico (AG<sub>3</sub>), nitrato de potasio (KNO<sub>3</sub>) y rizobacterias promotoras del crecimiento vegetal (PGPRs), sobre el desarrollo temprano de *Solanum sessiliflorum* (cocona). Facultad de Ciencias Básicas. Bogotá, Colombia. [https://repository.unimilitar.edu.co/bitstream/handle/10654/6768/MorenoCurtidorC\\_atalina2012.pdf](https://repository.unimilitar.edu.co/bitstream/handle/10654/6768/MorenoCurtidorC_atalina2012.pdf).
56. Moreno, M. E. (1996). Análisis físico y biológico de semillas agrícolas. Tercera Edición. Universidad Nacional Autónoma de México. Ciudad Universitaria, México, D.F. 393 p.  
<https://books.google.com.mx/books?hl=es&lr=&id=FTpGWUloo4UC&oi=fnd&pg=PA4&dq=An%C3%A1lisis+f%C3%ADsico+y+biol%C3%B3gico+>

[de+semillas+agr%C3%ADcolas.+Tercera+Edici%C3%B3n.+Universidad+Nacional+Aut%C3%B3noma+de+M%C3%A9xico.+Ciudad+Universitaria,+M%C3%A9xico,+D.F&ots=4xGxiCZJkX&sig=J1DOsd5gavYda9QbiyU0X07c7ic#v=onepage&q&f=false](http://de+semillas+agr%C3%ADcolas.+Tercera+Edici%C3%B3n.+Universidad+Nacional+Aut%C3%B3noma+de+M%C3%A9xico.+Ciudad+Universitaria,+M%C3%A9xico,+D.F&ots=4xGxiCZJkX&sig=J1DOsd5gavYda9QbiyU0X07c7ic#v=onepage&q&f=false)

57. Moreno, N. (1984). Glosario Botánico Ilustrado. Compañía Editorial Continental S. A. Instituto Nacional de Investigaciones sobre Recursos Bióticos. Compañía Editorial Continental S. A. Cd. México, México. 300 p. Versión electrónica: <http://reservaeleden.org/plantasloc/>
58. Navarro-Paz, V. (2013). Análisis de la utilización de luz emitida por lámparas de diodo (LEDs) en la producción *in vitro* para la obtención de semilla prebásica de *solanum tuberosum*. Trabajo Final de Ingeniería en Producción Agropecuaria. Facultad de Ciencias Agrarias. Universidad Católica Argentina. <https://repositorio.uca.edu.ar/handle/123456789/394>
59. Navas Gracia, L. M., Castro, M., Duran Altisent, J. M., Martín, P., y Martín, J. (2010). Idoneidad de la iluminación con led y oled de estado sólido para el cultivo del azafrán (*Crocus Sativus* L.) en invernaderos. <https://oa.upm.es/8071/>
60. Nhut, D.T., Takamura, N.T., Watanabe, H. & Tanaka, M. (2000). Light emitting diodes (LEDs) as a radiation source for micropropagation of strawberry. In: Transplant production in the 21st century: Proceedings of the International Symposium on Transplant Production in Closed System for Solving the Global Issues on Environmental Conservation, Food, Resources and Energy. Springer-Verlag, New York, pp. 114–118. [DOI:10.1007/978-94-015-9371-7\\_18](https://doi.org/10.1007/978-94-015-9371-7_18)
61. Ojeda, O. M., Araiza, Z. L., Nájera, Z.G. y Velázquez, P. F. (2016). Gestión de la Innovación como agente determinante del cambio. EDICIONES ILCSA S.A. DE C.V. Tijuana. B. C., México. 1163p. [https://www.researchgate.net/profile/Eber-Orozco-Guillen/publication/324068801\\_Analisis\\_del\\_rendimiento\\_de\\_los\\_estudiantes\\_de\\_la\\_asignatura\\_Dibujo\\_Artistico\\_en\\_el\\_Modelo\\_XMOOC\\_del\\_programa\\_academico\\_de\\_Ingenieria\\_en\\_Animacion\\_y\\_Efectos\\_Visuales\\_de\\_la\\_Universidad\\_Politecnica\\_De\\_Si/links/5abc03baaca27222c7536f06/Analisis-del-rendimiento-de-los-estudiantes-de-la-asignatura-Dibujo-Artistico-en-el-Modelo-XMOOC-del-programa-academico-de-Ingenieria-](https://www.researchgate.net/profile/Eber-Orozco-Guillen/publication/324068801_Analisis_del_rendimiento_de_los_estudiantes_de_la_asignatura_Dibujo_Artistico_en_el_Modelo_XMOOC_del_programa_academico_de_Ingenieria_en_Animacion_y_Efectos_Visuales_de_la_Universidad_Politecnica_De_Si/links/5abc03baaca27222c7536f06/Analisis-del-rendimiento-de-los-estudiantes-de-la-asignatura-Dibujo-Artistico-en-el-Modelo-XMOOC-del-programa-academico-de-Ingenieria-)



62. Okamoto, K., Yanagi, T., & Kondo, S. (1996). Growth and morphogenesis of lettuce seedlings raised under different combinations of red and blue light. In II Workshop on Environmental Regulation of Plant Morphogenesis 435. 149-158. [DOI:10.17660/ActaHortic.1997.435.14](https://doi.org/10.17660/ActaHortic.1997.435.14)
63. Ortiz-Hernández, Y. D., Gutiérrez-Hernández, G. F., Corzo-Ríos, L. J., García-Ramírez, E., & Martínez-Tomás, S. H. (2018). Varietal and germinative characterization of *Agave potatorum* (Asparagaceae) seeds with different origins. *Botanical Sciences*, 96(4), 628-639. [DOI: 10.17129/botsci.1914](https://doi.org/10.17129/botsci.1914)
64. Oyaert, E., Volckaert, E., & Debergh, P. (1999). Growth of chrysanthemum under coloured plastic films with different light qualities and quantities. *Scientia Horticulturae*, 79(3-4), 195–205. [DOI:10.1016/s0304-4238\(98\)00207-6](https://doi.org/10.1016/s0304-4238(98)00207-6)
65. Paniagua-Pardo, G., Hernández-Aguilar, C., Rico-Martínez, F., Domínguez-Pacheco, F. A., Martínez-Ortiz, E., & Martínez-González, C. L. (2015). Efecto de la luz led de alta intensidad sobre la germinación y el crecimiento de plántulas de brócoli (*Brassica oleracea* L.). *Polibotánica*, (40), 199-212. [DOI:10.18387/polibotanica.40.13](https://doi.org/10.18387/polibotanica.40.13)
66. Peng, J., & Harberd, N. P. (2002). The role of GA-mediated signalling in the control of seed germination. *Current opinion in plant biology*, 5(5), 376-381. DOI: [https://doi.org/10.1016/S1369-5266\(02\)00279-0](https://doi.org/10.1016/S1369-5266(02)00279-0)
67. Pita, V. J. M., & Pérez, G. F. (1998). Germinación de semillas. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. 20 p. [https://www.mapa.gob.es/ministerio/pags/biblioteca/hojas/hd\\_1998\\_2090.pdf](https://www.mapa.gob.es/ministerio/pags/biblioteca/hojas/hd_1998_2090.pdf)
68. Porras Merchán, Y. C., Pedreros-Benavides, M. C., Reyes-Ardila, W. L., & Balaguera-López, H. E. (2020). Light Effect on Germination of Champa (*Campomanesia lineatifolia* R. & P.) seeds. *Ciencia y Agricultura*, 17(2), 23–31. DOI: <https://doi.org/10.19053/01228420.v17.n2.2020.10979>
69. Porras-Ramírez, E. (2017). Variabilidad genética y cuantificación genómica en especies del complejo *Agave potatorum* basado en marcadores morfológicos y citométricos. Tesis de Maestría en Ciencias

- en Conservación y Aprovechamiento de los Recursos Naturales. Instituto Politécnico Nacional. Oaxaca, México. pp. 69. [http://literatura.ciidiroaxaca.ipn.mx:8080/xmlui/handle/LITER\\_CIIDIROAX/379](http://literatura.ciidiroaxaca.ipn.mx:8080/xmlui/handle/LITER_CIIDIROAX/379)
70. Ramírez T., H.M. (2010). Características bioquímico-fisiológicas de la germinación y desarrollo de plantas jóvenes de maguey (*Agave*) y su relación con la especie, temperatura y potencial de agua en el sustrato. Tesis doctorado. Colegio de Postgraduados. Montecillo, Texcoco, México. 160p. <http://colposdigital.colpos.mx:8080/xmlui/handle/10521/307>
71. Rojas-Solís, D., Contreras-Pérez, M. y Santoyo, G. (2013). Mecanismos de estimulación del crecimiento vegetal en bacterias del género *Bacillus*. Biológicas. Revista de la DES Ciencias Biológico Agropecuarias Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo 15(2):36-41. <https://www.biologicas.umich.mx/index.php?journal=biologicas&page=article&op=view&path%5B%5D=166>
72. Rosabal Ayan, L., Martínez González, L., Reyes Guerrero, Y., Dell'Amico Rodríguez, J., y Núñez Vázquez, M. (2014). Aspectos fisiológicos, bioquímicos y expresión de genes en condiciones de déficit hídrico. Influencia en el proceso de germinación. Cultivos Tropicales, La Habana, Cuba. 35 (3): 24-35- [http://scielo.sld.cu/scielo.php?pid=S0258-59362014000300003&script=sci\\_arttext&tlng=pt](http://scielo.sld.cu/scielo.php?pid=S0258-59362014000300003&script=sci_arttext&tlng=pt)
73. Salas-Espinoza, M. (2011). Evaluación de humus sólido de lombriz como promotor de la germinación de semilla deteriorada de brócoli (*Brassica oleracea* var. *italica*). Tesis de Licenciatura. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Saltillo, Coahuila, México. pp. 67. <http://repositorio.uaaan.mx:8080/xmlui/bitstream/handle/123456789/5080/T18754%20%20SALAS%20ESPINOZA,%20MAYRA%20%20TESIS.pdf?sequence=1>
74. Sánchez-Mendoza, S., Vásquez-Altamirano, J.P., Alavéz-Cuevas, O.O., Ruíz-José, M. Á., Alavés-Jarquín, F. (2019). Efecto de luz led en la germinación de semillas de agaves. Contribución al Conocimiento Científico y Tecnológico en Oaxaca. Ocotlán de Morelos, Oaxaca. México. 12-18. <https://web.ciidiroaxaca.ipn.mx/cccto/?q=num/especial-agave-mezcal-2019>



75. Santiago-Osorio, I. (2019). "Diseño de un Modelo de Negocio Sostenible para la producción y comercialización del mezcal tradicional". Tesis de Maestría. Universidad Autónoma Chapingo. México. pp. 73 <http://repositorio.chapingo.edu.mx:8080/handle/20.500.12098/331>
76. Scheinvar, G. (2008). Genética de poblaciones silvestres y cultivadas de dos especies mezcaleras: *Agave cupreata* y *Agave potatorum*. Tesis de Maestría. Universidad Nacional Autónoma de México. Mexico D.F. pp. 124 DOI:[10.13140/RG.2.1.1092.2003](https://doi.org/10.13140/RG.2.1.1092.2003)
77. Serrano, C.H., Solano, C.E. y Ocampo, L.A. (2000). Morfología de semillas, germinación y desarrollo postemergente de tres especies del género *Polianthes* L. (Agavaceae). Boletín de la Sociedad Botánica de México. (66):55-65 <https://www.redalyc.org/pdf/577/57706605.pdf>
78. Shimizu, H.; MA, Z.; Tazawa, S.; Douzono, M.; Runkle, E.S.; Heins, R.D. (2006). Blue light inhibits stem elongation of *Chrysanthemum*. *Acta Horticulturae*, 711: 363-368. DOI:[10.17660/ActaHortic.2006.711.50](https://doi.org/10.17660/ActaHortic.2006.711.50)
79. Smith, G.F. y Steyn, E.M.A. (2002). The first record of *Agave celsii* var. *albicans* (Agavaceae), a Mexican plant, in South Africa GF South African Printed in South Africa. ISSN 0254–6299. *Journal of Botany* (68):397–400. <https://pdf.sciencedirectassets.com/273500/1-s2.0-S0254629902X83008/1-s2.0-S0254629915304063/main.pdf?>
80. Sosa, M. E. (2014). Aislamiento y reproducción de hongo micorriza arbuscular (*Glomus intraradices*) en plantas de maíz (*Zea mays*). 34 p. [http://www.itzonamaya.edu.mx/web\\_biblio/archivos/res\\_prof/agro/agro-2014-18.pdf](http://www.itzonamaya.edu.mx/web_biblio/archivos/res_prof/agro/agro-2014-18.pdf)
81. Taboada Ramón, J. (2019). Luz LED azul y roja en germinación para la producción de Germinado Hidropónico de cebada (*Hordeum vulgare*) en Lambayeque. <https://hdl.handle.net/20.500.12893/8070>
82. Terenti, O. (2004). Calidad de semilla, qué implica y cómo evaluarla. Sitio Argentino de Producción Animal. 3 p. [https://www.produccion-animal.com.ar/produccion\\_y\\_manejo\\_pasturas/pasturas%20artificiales/27-calidad\\_semillas.pdf](https://www.produccion-animal.com.ar/produccion_y_manejo_pasturas/pasturas%20artificiales/27-calidad_semillas.pdf)
83. Torres, I., Casas, A., Delgado-Lemus, A., y Rangel-Landa, S. (2013). Aprovechamiento, demografía y establecimiento de *Agave potatorum* en el Valle de Tehuacán, México: Aportes ecológicos y etnobiológicos para

- su manejo sustentable. Zonas Áridas. Morelia, Michoacán, México. 15(1): 92-109. DOI: <https://doi.org/10.21704/za.v15i1.110>
84. Torres-García, I. (2009). Dinámica poblacional de dos morfos de *Agave potatorum* en el Valle de Tehuacán-Cuicatlán: Bases para su manejo sustentable. Tesis Maestría. Universidad Nacional Autónoma de México. Michoacán. 78 p. DOI: [10.13140/RG.2.2.11655.60327](https://doi.org/10.13140/RG.2.2.11655.60327)
85. Tropicos connecting the world to botanical data since. 1982.org. Missouri Botanical Garden. 02 Nov 2022. <https://tropicos.org>
86. Unión Internacional para la Protección de las Obtenciones Vegetales (UPOV). (2013). Sección 2: Términos Botánicos, Subsección 2: Formas y Estructuras Documento CAJ/67/11. Ginebra, Suiza. 28 p. [https://www.upov.int/edocs/mdocs/upov/es/caj\\_67/caj\\_67\\_11.pdf](https://www.upov.int/edocs/mdocs/upov/es/caj_67/caj_67_11.pdf)
87. Vázquez-Díaz, E., García-Nava, J., Peña-Valdivia, C., Ramírez-Tobías, H. y Morales-Ramos, V. (2011). Seed size, emergence and seedling development of maguey (*Agave salmiana* Otto ex Salm-Dyck). Revista Fitotecnia Mexicana. Vol. 34 (3):167–173. <https://revistafitotecniamexicana.org/documentos/34-3/3a.pdf>
88. Verhoek, S. (1998). Agavaceae. In: Kubitzki, K. (eds) Flowering Plants - Monocotyledons. The Families and Genera of Vascular Plants, (3)60-61. Springer, Berlin, Heidelberg. DOI: [https://doi.org/10.1007/978-3-662-03533-7\\_8](https://doi.org/10.1007/978-3-662-03533-7_8)
89. Zhang, T., & Folta, K. M. (2012). Green light signaling and adaptive response. Plant signaling & behavior, 7(1), 75-78. DOI: [10.4161/psb.7.1.18635](https://doi.org/10.4161/psb.7.1.18635)

## X. ANEXOS

**Anexo 1.** Cuadrados medios del ANOVA y nivel de significancia para las variables morfológicas en la semilla de maguey papalomé (*Agave potatorum* Zucc.) Mpio. San Miguel Piedras del distrito de Nochixtlán, Oaxaca, México.

FV	GL	Largo	Ancho
Tamaño	2	0.81**	1.17***
Repetición	2	0	0
Error	27	0.23	0.05
C.V.		9.46	6.13

GL: Grados de libertad

**Anexo 2.** Cuadrados medios del ANOVA y nivel de significancia para las pruebas físicas y fisiológicas de la semilla de maguey papalomé (*Agave potatorum* Zucc.) Mpio. San Miguel Piedras del distrito de Nochixtlán, Oaxaca, México.

FV	GL	PS	PMS	PV	V
Tamaño	2	1.91ns	8.21***	104.47***	177.69ns
Repetición	2	0	0.05	0.25	14.83
Error	0	0.23	0.04	0.70	70.37
C.V.		0.0	2.40	3.39	11.80

C.V: Coeficiente de variación; GL: Grados de libertad; PS: Análisis de pureza; PMS: Peso de mil semillas; PV: Peso volumétrico; V: Viabilidad con tetrazolio.

**Anexo 3.** Cuadrados medios del ANOVA y nivel de significancia para la prueba de germinación estándar a los 10 dds y 15 dds de maguey papalomé (*Agave potatorum* Zucc.)

FV	G L	GE	GE						
			10 dds			15 dds			
			PN	PA	SSG	GE	PN	PA	SSG
Tamaño	2	120.6 3 <sup>ns</sup>	2525.4 0***	2033.3 3***	477.78	1258.7 3**	553.97	147.6 2	1385.7 1**
Tratamiento	6	5069.84***	784.66* *	2286.7 7***	5184.6* **6	7265.6 1***	4014.2 9***	995.2 4**	7355.5 6***
Repetición	2	211.1 1	144.44	33.33	144.44	268.25	173.02	90.48	357.14
Error	5 2	228.3 7	156.29	182.34	313.89	169.25	334.33	194.0 5	1895.8 6
C.V.		29.85	83.79	37.81	36.72	20.64	40.70	69.92	36.69

C.V: Coeficiente de variación; GL: Grados de libertad; GE: Germinación estándar; PN: Plantas normales; PA: Plantas anormales; SSG: Semilla sin germinar; dds: días después de la siembra.

**Anexo 4.** Cuadrados medios del ANOVA y nivel de significancia para las pruebas fisiológicas (variables de longitud de hipocótilo y radícula) de la semilla de maguey papalomé (*Agave potatorum* Zucc.) Mpio. San Miguel Piedras del distrito de Nochixtlán, Oaxaca, México.

FV	GL	10 dds		15 dds	
		Lh	Lr	Lh	Lr
Tamaño	2	157.11	65.79	761.42	1363.13
Tratamiento	5	151.02	65.59	119.94	1017.48
Repetición	2	23.94	22.99	257.96	222.32
Error	81	79.78	79.92	192.90	212.89
C.V.		36.03	50.25	36.70	58.17

GL: Grados de libertad; Lh: Longitud de hipocótilo; Lr: Longitud de radícula; dds: días después de la siembra; CV: Coeficiente de variación.

**Anexo 5.** Cuadrados medios del ANOVA y nivel de significancia para el porcentaje de germinación *in vitro* y *ex vitro* en diferentes tipos de luz de la semilla de maguey papalomé (*Agave potatorum* Zucc.) Mpio. San Miguel Piedras del distrito de Nochixtlán, Oaxaca, México.

FV	GL	Germinación <i>In vitro</i>	Germinación <i>ex vitro</i>
		G (%)	G (%)
Luz	2	332.62	27.08
Repetición	2	147.46	43.75
Error	4	75.42	83.33
C.V.		12.13	11.65

GL: Grados de libertad; G: Germinación; CV: Coeficiente de variación.

**Anexo 6.** Cuadrados medios del ANOVA y nivel de significancia para las variables germinadas *in vitro*: longitud de hipocótilo (Lh) y radícula (Lr), número de hojas (Nh) y peso fresco (Pf) de la plántula de maguey papalomé (*Agave potatorum* Zucc.) Mpio. San Miguel Piedras del distrito de Nochixtlán, Oaxaca, México.

FV	GL	<i>In vitro</i>			
		Lh	Lr	Nh	Pf
Luz	2	3.86	5.31	0.79	0.09***
Repetición	2	26.40***	33.07***	7.53***	0.26***
Error	111	2.91	2.10	0.37	0.01
C.V.		37.14	56.35	36.78	60.87

GL: Grados de libertad; Lh: Longitud de hipocótilo; Lr: Longitud de radícula; Nh: Numero de hojas por planta; Pf: Peso fresco; dds: días después de la siembra; CV: Coeficiente de variación.

**Anexo 7.** Cuadrados medios del ANOVA y nivel de significancia para las variables germinadas *ex vitro*: longitud de hipocótilo (Lh) y radícula (Lr), número de hojas (Nh) y peso fresco (Pf) de la plántula de maguey papalomé (*Agave potatorum* Zucc.) Mpio. San Miguel Piedras del distrito de Nochixtlán, Oaxaca, México.

		<i>Ex vitro</i>			
FV	GL	Lh	Lr	Nh	Pf
Luz	2	7.54	6.21***	14.66***	0.02
Repetición	2	45.28**	32.81***	0.27	0.15***
Error	277	8.61	0.42	0.14	3.1E-03
C.V.		43.52	40.51	22.77	40.09

GL: Grados de libertad; Lh: Longitud de hipocótilo; Lr: Longitud de radícula; Nh: Numero de hojas por planta; Pf: Peso fresco; dds: días después de la siembra; CV: Coeficiente de variación.

**Anexo 8.** Cuadrados medios del ANOVA y nivel de significancia para el porcentaje de las variables Lh, Lr, Nh y Pf de la germinación *in vitro* y *ex vitro* en diferentes tipos de luz de la semilla de maguey papalomé (*Agave potatorum* Zucc.) Mpio. San Miguel Piedras del distrito de Nochixtlán, Oaxaca, México.

		<i>In vitro y ex vitro</i>			
FV	GL	Lh	Lr	Nh	Pf
CI	1	305.05***	71.63***	0.18	0.13***
TL	2	1.62	9.34***	7.11***	0.07***
Repetición	2	38.03***	44.92***	4.12***	0.09***
CI * TL	2	24.57***	1.48	2.38***	0.08***
CI * RP	2	15.62**	20.69***	6.75***	0.37***
TL * RP	4	15.34***	1.12	1.21***	0.02**
Error	384	2.32	0.90	0.19	0.01
C.V.		25.50	50.29	26.91	48.48

GL: Grados de libertad; Lh: Longitud de hipocótilo; Lr: Longitud de radícula; Nh: Numero de hojas por planta; Pf: Peso fresco; dds: días después de la siembra; CI: Condición de incubación; TL: Tipo de luz; RP: Repeticiones; CV: Coeficiente de variación.