



Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo
Instituto de Ciencias Agropecuarias
Licenciatura en Ingeniería en Agronomía para
la Producción Sustentable

Germinación de semillas de *Musa ornata* y *Ensete ventricosum* (Musaceae) de dos comunidades del estado de Puebla, México

TESIS

Que para obtener el título de

Licenciada en Ingeniería en Agronomía para la Producción Sustentable

PRESENTA

Virginia Pérez Pérez

Director: Dr. Jaime Pacheco Trejo

Fecha: 23 de marzo del 2026





Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo

Instituto de Ciencias Agropecuarias

Institute of Agricultural Sciences

Área Académica de Ciencias Agrícolas y Forestales

Academic Area of Agricultural and Forestry Sciences

Santiago Tulantepec de Lugo Guerrero, Hgo., a 23 de marzo de 2026

Asunto: Autorización de impresión

Mtra. Ojuky del Rocío Islas Maldonado

Directora de Administración Escolar de la UAEH

Por este conducto y con fundamento en el Título Cuarto, Capítulo I, Artículo 40 del Reglamento de Titulación, le comunico que el jurado que le fue asignado a la pasante de Licenciatura en Ingeniería en Agronomía para la Producción Sustentable, **Virginia Pérez Pérez**, quien presenta el trabajo de Tesis denominado **“Germinación de semillas de *Musa ornata* y *Ensete ventricosum* (Musaceae) de dos comunidades del estado de Puebla, México”**, que después de revisarlo en reunión de sinodales, ha decidido autorizar la impresión de este, hechas las correcciones que fueron acordadas.

A continuación, se anotan las firmas de conformidad de los miembros del jurado:

PRESIDENTE Dr. José Justo Mateo Sánchez
SECRETARIO Dra. Iridiam Hernández Soto
VOCAL 1 Dr. Jaime Pacheco Trejo
VOCAL 2 Dra. Ma Isabel Reyes Santamaría
SUPLENTE Ing. Enna Citlalli Vidal Martínez

Sin otro particular por el momento, me despido de usted.

ATENTAMENTE
“Amor, Orden y Progreso”

Dr. Sergio Rubén Pérez Ríos
Coordinador del PE de Ingeniería
en Agronomía para la Prod. Sust



c.c.p. Archivo.

“Amor, Orden y Progreso”



Av. Universidad No. 133, Col. San Miguel Huatengo, Santiago
Tulantepec. C.P. 43775. Hidalgo, Mexico.
Teléfono: 7717172000 Ext. 42073
profe_5566@uaeh.edu.mx

uaeh.edu.mx

Agradecimientos

Le agradezco a dios, por haberme sostenido en cada paso de este largo camino. Gracias por darme la fuerza necesaria para culminar mi proyecto, por iluminar mi mente.

Al **Dr. Jaime Trejo Pacheco** director de esta tesis, gracias por aceptarme como su tesista, por su paciencia por su valioso tiempo, por trasmitirme ese entusiasmo, por sus sabias palabras de aliento cuando no veía una luz al final del túnel, por su dedicación por su guía, por su gran enseñanza, por no dejarme sola y resolver cada una de mis dudas, infinitas gracias.

A la **Dra. Iridiam Hernández Soto**, por formar parte de mi comité de tesis a pesar de las circunstancias y el hecho de aceptar, siempre admire su dedicación y compromiso en cada una de sus clases y que hoy forme parte de este proyecto gracias.

A la **Dra. Ma. Isabel Reyes Santamaria**, Por formar parte de mi comité, por su tiempo brindado a lo largo de este trabajo, por ayudarme en cada una de mis dudas, por tener la paciencia y la dedicación, por la aportación de sus conocimientos que compartió conmigo.

A la **Ing. Enna Citlalli Vidal Martínez**, Gracias por formar parte de mi comité por su colaboración en este trabajo, su tiempo, por resolver las dudas que se presentaron al momento del desarrollo de este proyecto.

Al **Dr. José justo Mateo Sánchez**, por formar parte de mi comité por su asesoría, por el tiempo dedicado en el desarrollo de este trabajo, por el conocimiento de la especie con la que se llevó a cabo este proyecto.

Dedicatoria

A dios por guiarme y fortalecerme en cada etapa de este camino. Gracias por darme salud y la oportunidad de cumplir esta meta, por culminar mis pasos y sostenerme en los momentos más difíciles.

Mi familia y amigos por el apoyo incondicional para la culminación de este proyecto para recibir el título de Licenciada en Ingeniería en Agronomía para la Producción Sustentable.

A mi mama **Lucia Pérez Robles**, por su amor infinito, por ser mi fortaleza y el pilar que me sostuvo en este largo camino, por su comprensión de que sabía que el camino no es fácil, pero ni así a dejado de confiar en mí y de crecer que lo puedo lograr.

A mi papa **Marcial Pérez Duran**, aunque la distancia sea a miles de kilómetros, siempre está presente en cada paso en cada uno de mis logros ese apoyo incondicional a lo largo de todos estos años, eres un gran padre, eres mi fortaleza me siento bendecida por tenerte, gracias por todo te amo con todo mi corazón.

A mi hermana **Lorena** y mis sobrinos por motivarme todos los días, por comprenderme y guiarme en cada paso a lo largo de mi vida.

A mis hermanos **Teresa y José**, que me han acompañado siempre y han estado conmigo, como siempre en las altas y bajas pero juntos.

A mi amiga **Montserrat castro**, por su cariño y confianza, porque estuvo conmigo en los momentos de estrés y alegría en este largo y retador camino, por sus palabras su ayuda infinita en cada una de mis dudas, sostuvo mi mano juntas hasta el final durante este proceso, sin duda alguna la mejor etapa agradezco infinitamente a dios el haberla puesto en mi camino.

A mi amigo **Edgar Jair Pérez Rodríguez**, por haber sido parte fundamental de este largo camino por esas motivaciones, esas platicas largas de aliento para no rendirnos hasta culminar este largo proyecto que hoy en día logramos culminar con éxito, soy bendecida por tener un gran amigo como tú, gracias.

A mi amigo y patrón **Fernando Alberto Solís Solís**, Sin su comprensión y apoyo brindado durante el desarrollo de este proyecto no hubiera sido posible, ya que una parte se desarrolló en su propiedad para ser específica la germinación de mis semillas durante mi trabajo como egresada de la carrera. Mil gracias siempre serás un gran patrón y gran ser humano.

ÍNDICE

1.	Resumen	1
2.	Introducción	2
3.	Germinación.....	3
4.	Tipos de propagación.....	4
5.	Justificación	5
6.	Objetivo general	7
6.1	Objetivos específicos:	7
7.	Materiales y métodos	7
7.1	Colecta de semillas de <i>Encete ventricosum</i>	7
7.2	Trabajo de laboratorio	8
7.3	Solución Buffer	10
7.4	Medio de cultivo.....	10
7.5	Preparación de Murashing y Skoog	11
7.6	Preparación de nitratos.....	12
7.7	Preparación de sulfatos	12
7.8	Preparación de Haluros	12
7.9	Preparación de PBMo.....	12
7.10	Preparación del medio del cultivo	12
7.11	Esterilización en autoclave.....	13
8.	Germinación.....	13
8.1.	Germinación in vitro.....	13
8.2.	Germinación en charola.....	13
8.3	Germinación de <i>Ensete ventricosum</i> bolsa	14
9.	Clasificación de semillas <i>E. ventricosum</i>	14
10.	Ácido Giberélico biogib ®.	15
11.	Resultados	16
11.1.	Germinación <i>In vitro</i>	17
11.2.	Germinación Charola	18
11.3.	Plantas germinadas de <i>E. ventricosum</i> , charola	19
11.5	Interpretación de las gráficas de los meses diciembre y enero	20
11.6.	Plantas germinadas de <i>E. ventricosum</i>	22

11.7. Interpretación de cada una de las gráficas	23
12. Discusión.....	29
12.1. Germinación Charola	29
12.2. Temperatura	29
12.3 Germinación bolsa	30
13. Conclusiones	31
14. Literatura citada	32
15. Anexos	36

Lista De Figuras

FIGURA 1: LOCALIDAD DE COLECTA JILOTZINGO, PUEBLA	7
FIGURA 2: LOCALIDAD DE COLECTA CUAUNEUTLA DE LA PAZ, PUEBLA	8
FIGURA 3: PLÁTANOS COLECTADOS ENSETE VENTRICOSUM.....	8
FIGURA 4: TRATAMIENTO DE FUNGICIDA PARA SEMILLAS DE M. ORNATA Y SECADO	9
FIGURA 5: LAS SEMILLAS DE E. VENTRICOSUM EN FUNGICIDA CAPTAN.....	9
FIGURA 6: SEMILLAS DE E. VENTRICOSUM SECADO Y SEMILLAS DE M. ORNATA SECADO	10
FIGURA 7: PREPARACIÓN SOLUCIÓN BASE.....	10
FIGURA 8: SEMILLAS DE E. VENTRICOSUM Y SEMILLAS M. ORNATA.....	14
FIGURA 9: SEMILLAS DE ENSETE VENTRICOSUM EN LOS DIFERENTES TRATAMIENTOS.....	15
FIGURA 10: ÁCIDO GIBERÉLICO	15
FIGURA 11: SEMILLAS EN AGUA CON ÁCIDO GIBERÉLICO.....	15
FIGURA 12: TRATAMIENTOS EN PROCESO DE GERMINACIÓN.....	16
FIGURA 13: SEMILLAS DE E. VENTRICOSUM Y SEMILLAS M. ORNATA	17
FIGURA 14: SEMILLAS DE M. ORNATA EN CODIFICACIÓN	18
FIGURA 15: HIGRÓMETRO, REGISTRO TEMPERATURA M. ORNATA	18
FIGURA 16: PLANTAS GERMINADAS, PLANTAS TRASPASADAS A MACETA AL MES DE HABER GERMINADO ...	19
FIGURA 17: TIEMPO EN DÍAS DE LA PRIMERA SEMILLA GERMINADAS EN BOLSA DE E. VENTRICOSUM.....	27

Índice de Tablas

TABLA 1: SOLUCIÓN MADRE PARA LA PREPARACIÓN DEL REACTIVO MURASHING Y SOOKG	11
TABLA 2: DOSIS DE ÁCIDO GIBERÉLICO DE LOS DIFERENTES TRATAMIENTOS	14
TABLA 3: PESO, LONGITUD Y ANCHO DE SEMILLAS DE ENSETE	17
TABLA 4: PESO LONGITUD Y ANCHO DE LAS SEMILLAS E. VENTRICOSUM Y M. ORNATA.....	17
TABLA 5: TEMPERATURA, HUMEDAD RELATIVA MAÑANA, MEDIO DÍA Y TARDE, DICIEMBRE AMBAS VARIETADES.....	19
TABLA 6: TEMPERATURA, HUMEDAD RELATIVA MAÑANA, ENERO AMBAS VARIETADES.....	19
TABLA 7: TEMPERATURA, HUMEDAD RELATIVA MAÑANA, FEBRERO E. VENTRICOSUM	23
TABLA 8: TEMPERATURA, HUMEDAD RELATIVA MAÑANA, MEDIO DÍA Y TARDE, MARZO E. VENTRICOSUM..	23
TABLA 9: TEMPERATURA, HUMEDAD RELATIVA MAÑANA, MEDIO DÍA Y TARDE, ABRIL E. VENTRICOSUM.....	23
TABLA 10: TIEMPO DE GERMINACIÓN DE TRATAMIENTOS Y TESTIGO E. VENTRICOSUM	27
TABLA 11: RESULTADO DEL ANÁLISIS DE VARIANZA DE VARIABLE DE ENSETE VENTRICOSUM.....	28

Índice de Gráficas

GRÁFICO 1: PORCENTAJE DE TEMPERATURA DE AMBAS VARIEDADES	20
GRÁFICA 2: PORCENTAJE HUMEDAD RELATIVA DE AMBAS VARIEDADES	21
GRÁFICO 3: PORCENTAJE DE TEMPERATURA SIMILAR DE TODO EL DÍA	21
GRÁFICO 4: PORCENTAJE ALTO HUMEDAD RELATIVA DENTRO DEL INVERNADERO DE AMBAS ESPECIES	22
GRÁFICO 5: CANTIDAD DE PLANTAS GERMINADAS.....	22
GRÁFICO 6: TEMPERATURA PORCENTAJE ALTO REGISTRO DE MEDIO DÍA DE E. VENTRICOSUM	24
GRÁFICO 7: PORCENTAJE ALTO DE HUMEDAD RELATIVA POR LA TARDE	25
GRÁFICO 8: TEMPERATURA AMBIENTE DENTRO DEL INVERNADERO E. VENTRICOSUM.....	25
GRÁFICO 9: PORCENTAJE DE LA HUMEDAD RELATIVA VARIA EN LOS TRES REGISTROS	26
GRÁFICO 10: PORCENTAJE VARÍA LA TEMPERATURA, LA MÁS ALTA ES LA DE MEDIO DÍA.....	26
GRÁFICO 11: PORCENTAJE BAJO DE HUMEDAD RELATIVA DEL MES DE ABRIL.....	27

Abreviaturas

INIFAP- Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias

INEGI- Instituto Nacional de Estadística y Geografía

1. Resumen

Los plátanos son de gran importancia a nivel mundial pertenecen a la familia Musaceae, el género *Musa* son los más comerciales y no presentan semillas, sin embargo, otras especies que si tienen semillas de los géneros *Ensete* y *Musa* son muy pocos conocidos. El presente trabajo tuvo como objetivo evaluar la germinación de semillas de dos especies de plátano: *Musa ornata* y *Ensete ventricosum* *in vitro* e *in vivo*. Las semillas de *M. ornata* se colectaron en Cuaunetla de la Paz, y las de *E. ventricosum* fueron colectadas en Jilotzingo, Puebla. La fase *in vivo* se llevó a cabo en invernadero en charolas y bolsas con diferentes sustratos. Para bolsa se usó tierra de monte y tierra de cultivo; para charola sustrato compuesto 1:1 de peat moss y vermiculita. Las semillas fueron tratadas con ácido giberélico AG (1, 1.5 2 g/L) durante 24 h. En donde se obtuvo un porcentaje de germinación de 8% en charola y en bolsa de 40%. De las plántulas se midieron longitud de tallo, grosor durante un mes después de la germinación. Con los resultados obtenidos se realizó un análisis de varianza. Respecto a la longitud y grosor el análisis mostró que el testigo y el tratamiento de 1.5 g/L de AG fueron significativamente diferentes. Para tallo el mejor tratamiento fue el de 1 g/L AG

2. Introducción

La familia Musácea incluye los plátanos o bananos, frutos de gran importancia a nivel mundial. Se ubica en el orden Zingiberales, se caracteriza por la presencia de hábito herbáceo (Sharrock, 1997). Utilizando características morfológicas de las flores femeninas, esta familia tiene tres géneros: *Musa*, *Ensete* y *Musella* (Inta et al., 2023).

La mayoría de los plátanos comerciales se encuentran en el género *Musa* Juss, destacados por su gran importancia alimentaria, debido a que, es el cuarto cultivo más importante después de maíz, trigo y arroz (Ortiz and Vuylsteke, 1996). El género *Musa* se caracteriza por presentar hojas, helicoidales, que emergen en forma de espada, sin un limbo desarrollado y lanceoladas. La hoja madura posee cuatro partes: la lámina o limbo con un apéndice que es una prolongación filiforme, el cual sufre abscisión poco tiempo después de abrirse la hoja, los cormos y los brotes que son laterales (Champion-charpeinter, 1970). Sin embargo, hay especies con semillas, no muy conocidas y utilizadas como por ejemplo *Musa ornata*.

Por otra parte, el género *Ensete* tiene especies de poco valor comercial ya que también presentan semillas, son conocidos como falsas bananas y se considera una planta muy primitiva, ya que se cultiva desde la antigüedad, forma parte de la alimentación de varios pueblos indígenas en África y Asia, la parte comestible es el tallo, que es principalmente utilizado para elaborar diferentes alimentos, como un pan tradicional en Etiopía.

Este género está conformado por siete especies, *E. superbum*, *E. glaucum* y *E. lecongkietii* de Asia; *E. ventricosum*, *E. livingstonianum* y *E. homblei* de África (Frison et al. 1998; Haile et al., 2023). Con respecto a *Ensete ventricosum*, es un género domesticado aproximadamente hace 10, 000 años en Etiopía, siendo una especie de gran importancia en África en donde se usa como alimento, forraje, medicina, construcción (Aneseyee et al., 2022). Esta especie se caracteriza por presentar frutos con semillas, hábito perenne, monocárpico, se cultivan en diferentes regiones tropicales del mundo; tiene usos como alimento, fibra, forraje, materiales de construcción y medicina (Brabdt et al., 1997; Aneseyee et al., 2022; Gerura et al. 2022). En África es una fuente de alimento importante, aproximadamente el 20% de la población de Etiopía depende de este cultivo como fuente de ingreso (Brandt et al., 1997; Borrel et al., 2020). Se propaga principalmente por hijuelos, pero también, se ha reportado que se reproducen a partir de semillas (Yemataw et al., 2018). Sin embargo, la mayoría de las plantas de *Ensete* domesticadas se propagan a partir de vástagos, y son clones derivados de un único progenitor.

En México se registra en los siguientes estados: Michoacán (en donde se le conoce como plátano de hueso) y Puebla (Segura e t al., 2009), en donde suele ser utilizado en la alimentación animal, como fuente de fibra para hacer alfombras, sacos y bolsas, otros usos son las hojas frescas para envoltorios de

comida los pecíolos secos y nervaduras centrales son quemados como combustible (Frison et al., 1997).

3. Germinación

La semilla des del óvulo maduro (Jairo Correa et al., 1990), está formada por tres partes esenciales: embrión, envueltas seminales y tejido de almacenamiento. El embrión es una planta en miniatura formada por un corto eje embrionario a una o dos hojas llamadas cotiledones. Las envueltas seminales rodean completamente a la semilla y la protegen de posibles agresiones del medio ambiente regulando los intercambios que se producen entre el interior el exterior de la semilla. Cuando la semilla se está formando en la planta, desarrolla un tejido especialmente destinado a almacenar alimento llamado endospermo, las células de este tejido tienen sustancias nutritivas que serán necesarias para que el embrión pueda crecer y desarrollarse hasta que llegue a ser una plántula y así poder alimentarse por sí misma (De la cuadra et al., 1992).

Las semillas monocotiledóneas se caracterizan por tener un solo cotiledón, presentan una germinación hipógea. En la imbibición, la semilla absorbe agua esto provoca que se hinche y así activa las enzimas para el crecimiento. La primera estructura en brotar de la semilla es la radícula, que es la raíz embrionaria, está cubierta por un tejido protector llamado coleoriza; se desarrollan raíces adventicias a partir de la base del tallo, así formando un sistema radicular fibroso característico de las monocotiledóneas. El coleóptilo, es una vaina protectora que cubre el tallo embrionario emerge y crece hacia arriba, protegiendo el brote que avanza por el suelo (INIFAP, 2024).

La germinación en charola o sustrato es un método tradicional, accesible mientras que la germinación in vitro es una técnica de laboratorio avanzada que ofrece un mejor control (De la cuadra et al., 1992).

Para la técnica en charola, se realiza en condiciones ambientales o de invernadero utilizando sustratos inertes, generalmente es menos costosa que la germinación in vitro porque esta requiere de menos equipo y condiciones especializadas, es una técnica simple conocida, puede ser realizada por cualquier agricultor o productor. Dentro de los sustratos que se pueden usar son peat moss, vermiculita, perlita, fibra de coco y composta, solos o se pueden combinar (De la cuadra et al., 1992).

La germinación in vitro es una técnica biotecnológica, consiste en realizada en un laboratorio en condiciones estériles, asépticas y con un control total sobre el ambiente y los nutrientes, esta técnica es favorable para micropropagación y conservación de especies obteniendo plantas completamente libres de virus, bacterias y hongos. Cabe mencionar que cualquier error en la esterilización puede llevar a la contaminación del cultivo (INIFAP, 2018).

Uno de los aspectos de gran importancia y del cual depende la germinación in vitro, es el medio de cultivo debido a que cada especie necesita determinadas características nutritivas para su óptimo desarrollo. Existe una gran diversidad

de medios de cultivos, los cuales constan de sales minerales, vitaminas, aminoácidos, azúcares y reguladores de crecimiento (Murashige y Skoog, 1962).

4. Tipos de propagación

En la propagación del plátano hay diferentes técnicas, que suelen agruparse en dos tipos diferentes. Tradicional (fundamentalmente hijos y rizomas o partes de este) y cultivo *in vitro*.

4.1 Tradicional

La propagación por hijuelo es la más utilizada en plantaciones de tipo familiar o en plantaciones comerciales, siendo esta la técnica tradicional, se realiza a través de hijos o trozos de rizoma, el término hijo se refiere a un rizoma separado de la planta madre, cuyo punto de crecimiento central da un lugar a la nueva planta en la que las yemas auxiliares de la planta han sido eliminadas. Por otro lado, en los trozos de rizoma el punto central de crecimiento ya no existe, porque ha sido eliminado mecánicamente, permitiendo que una yema axilar de origen a una nueva planta. Estos dos tipos pueden variar en tamaño dependiendo de la porción del rizoma que se haya conservado para favorecer el nuevo crecimiento (Galán et al., 1992). Además, los rizomas pueden ser sumergidos en agua caliente a 53-55°C durante 20 minutos; incluso siguiendo estas recomendaciones, debe evitarse el material de propagación tradicional en distintas zonas de producción bananera para evitar la posible dispersión de plagas y patógenos como la marchitez por *Fusarium*, el virus del Bunchy top, el nematodo *Radopholus similis* o el picudo o gorgojo del banano (Robinson et al., 2012).

4.2 In vitro

La micropropagación, es una de las aplicaciones de la biotecnología más generalizadas del cultivo *in vitro*, consiste en la propagación de plantas en un ambiente artificial controlado con el empleo de un medio de cultivo (Olmos et al., 2010). Recientemente, en las plantaciones modernas de plátanos se utilizan casi exclusivamente plantas procedentes de propagación por medio de cultivo *in vitro*. en diferentes países desde 1985 a excepción de algunos países latinoamericanos o del sudeste de Asia, por los cuidados y costos de laboratorio (Robinson et al., 2012). La composición básica de los diferentes medios de cultivo incluye diversas sales minerales una fuente de carbono, un suplemento vitamínico, la dotación específica de reguladores de crecimiento que requiera cada fase del proceso y método de micropropagación empleado en ser necesario, un agente gelificante que proporcione un soporte físico al material vegetal en cultivo. El método de regeneración de plantas utilizado para la micropropagación y el uso de un medio de cultivo en estado líquido son aspectos de vital importancia para la propagación *in vitro*. Su utilización permite disminuir las manipulaciones al realizar, incrementar los coeficientes de multiplicación y reducir los costos (Campos et al., 2018).

Murashing y skoog (MS) es un medio de cultivo vegetal, fue desarrollado en 1962 para el cultivo *in vitro* de tejidos vegetales y sea convertido en el más utilizado debido a su composición de sales minerales, macronutrientes, micronutrientes, vitaminas y reguladores de crecimiento, permiten un crecimiento celular sustancial (Murashing y Skoog, 1962). También, en esta técnica se ha revisado el papel de los oligosacáridos en el desarrollo del embrión somático en *Musa spp.* Sin embargo, esta presenta algunas complicaciones por el hecho de que se puedan desarrollar patógenos como hongos, virus y bacterias (Adrián et al., 2019). Para evitar lo anterior, se deben practicar cortes de limpieza en los rizomas, eliminando también la totalidad de las raíces. Este procedimiento implica que cada una de las plantas propagadas posea las características similares a las de la planta donante del explante (George et al., 2008).

4.3 Tipo de semillas

Las semillas ortodoxas adquieren tolerancia a la deshidratación durante su desarrollo, pueden almacenarse en estado seco, pero también se debe tomar en cuenta que hay semillas intolerantes a hongos. Las semillas ortodoxas deben contar con un alto vigor y viabilidad por lo menos desde su colecta hasta la siguiente temporada de cultivo (Berjak et al., 1989).

Las semillas recalcitrantes son aquellas que pasan por un corto o ningún secado de maduración y permanecen sensibles a la deshidratación tanto en su desarrollo como después de su desprendimiento. Sin embargo, esta situación es mucho más compleja debido a la amplia gama de variabilidad entre las semillas recalcitrantes de diferentes especies y, ciertamente, de especies individuales bajo diferentes condiciones (Berjak y Pammenter, 1997).

5. Justificación

En la actualidad los plátanos forman de gran importancia a nivel mundial en el año 2022, en México se cultivaron 85,642 hectáreas de musáceas que produjeron cerca de 2.6 millones de toneladas de fruta y un valor de la producción superior a los 10.5 mil millones de pesos mexicanos (602.7 millones de dólares americanos) (SIAP, 2024)

Las áreas productoras de bananos y plátanos se localizan en las regiones tropicales de la costa del Golfo de México y Océano Pacífico. Los principales estados productores son Chiapas, Veracruz, Tabasco, Nayarit, Colima, Michoacán, Oaxaca, Guerrero, Jalisco, y Puebla. (Prats et al., 2024)

Cabe mencionar que en el estado de Puebla se reporta dos especies de plátanos con semillas, comúnmente son poco conocidos *Musa ornata*, es de gran importancia por su valor radica en el uso ornamental, ideal para jardines, macetas o interiores por su adaptación a cultivo en contenedores y resistencia relativa al frío (hasta -4 °C con protección). Contribuye económicamente en países productores de bananos por su atractivo visual y potencial en paisajismo. (Zurita et al., 2017).

Musa ornata es una especie silvestre de plátano nativa de regiones tropicales del sur-sureste de México. Conocida como plátano tuna, platanillo o plátano de cien besos, representa el único plátano silvestre en el país. Se encuentra en estados como Chiapas, Oaxaca, Puebla, Tabasco y Veracruz, en selvas tropicales húmedas. Varias poblaciones han desaparecido por deforestación, y otras están en riesgo, su diversidad genética es clave para mejorar cultivares comestibles de plátano, vulnerables a plagas debido a la clonación, sirve como reservorio natural. (Burgos et al., 2018)

Destaca por su inflorescencia rosado púrpura que mira hacia arriba, ideal para jardinería tropical. Ofrece potencial para conservación y generación de ingresos locales mediante cultivo ornamental. (Burgos et al., 2018)

Encete ventricosum es la otra especie con semillas encontrada en Puebla, es un cultivo de raíces comestibles más importante de Etiopía y base de la dieta de varias etnias, una sola planta puede producir raíces muy pesadas y el rendimiento puede superar las 10 toneladas por hectárea, aportando más alimento por superficie que muchos cereales. (Castrillón et al., 2002)

Es una especie muy resistente a la sequía y soporta mejor la falta de agua que la mayoría de los cereales, lo que la hace clave frente al cambio climático y la variabilidad de lluvias, puede asociarse en policultivos con sorgo y café, diversificando la producción en la parcela. (Torres et al., 2019)

Tiene un fuerte valor cultural para pueblos como Sidama, Gurage y Oromo, donde su cultivo, procesamiento y consumo forman parte de la identidad local. Diversas partes de la planta se usan en medicina tradicional para tratar problemas digestivos e infecciones, entre otras dolencias. (Torres et al., 2019)

6. Objetivo general

Evaluar la germinación de semillas de dos especies de plátano *in vitro* e *in vivo* en invernadero para conocer el porcentaje de germinación y el desarrollo de la plántula.

6.1 Objetivos específicos:

Evaluar el porcentaje de germinación de semillas de *Musa ornata* y *Ensete ventricosum in vitro*.

Evaluar el porcentaje de germinación de semillas de *Ensete ventricosum* en bolsa y charola con diferente sustrato.

7. Materiales y métodos

7.1 Colecta de semillas de Encete ventricosum

Las colectas de las semillas se llevaron a cabo en dos diferentes municipios del estado de Puebla, en el año de 2024. Las semillas se colectaron en la comunidad de Jilotzingo, Puebla perteneciente al municipio de Zacatlán de las manzanas, Puebla figura 1 y 3 se encuentra a una altura del nivel mar entre 2,400 y 3,700, en esta localidad, la temperatura promedio anual varía entre 9°C y 27°C, con temperaturas máximas hasta de 31°C y mínimas de 5°C, el clima es templado subhúmedo y templado húmedo, la precipitación promedio anual es de 800 mm, la temporada de lluvias es de junio a octubre (INEGI, 2020).

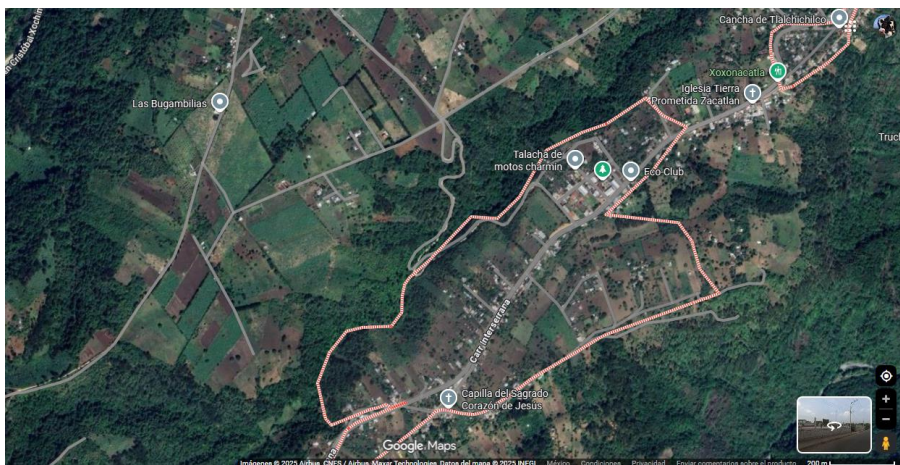


Figura 1: Localidad de colecta Jilotzingo, Puebla. Extraído de Google Maps, (INEGI, 2025)

Las semillas de *Musa ornata* se colectaron en la localidad de Cuauneutla, municipio de Pahuatlán, Puebla figura 2 y 3. se encuentra a una altura de 1,036 metros de altura sobre el nivel del mar, las temperaturas varían entre los 10 °C y los 30 °C dependiendo de la época del año, temporada de lluvias se concentra principalmente entre los meses de mayo, junio y octubre, el clima es templado húmedo con precipitación entre 400 mm y 800 mm anuales (INEGI, 2020).

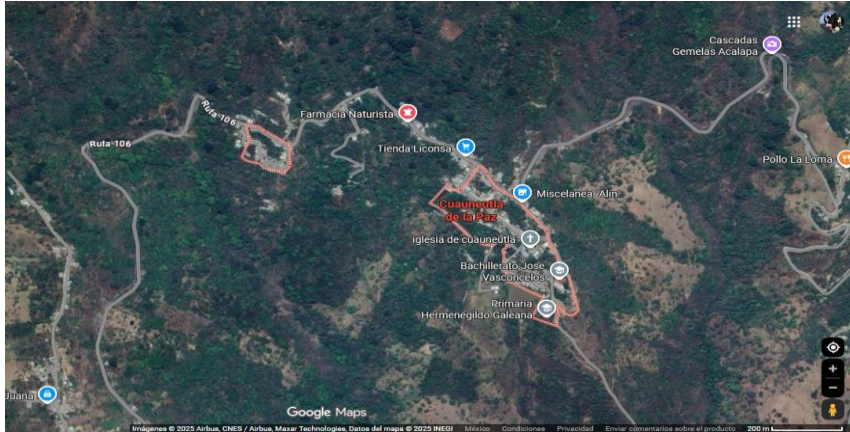


Figura 2: Localidad de colecta Cuauneutla de la Paz, Puebla. Extraído de Google Maps, (INEGI, 2025)



Figura 3: Plátanos colectados *Ensete ventricosum* A) plátanos de *Musa ornata* B)

7.2 Trabajo de laboratorio

El trabajo se realizó en el laboratorio de Biotecnología, fermentación, fitopatología y en el laboratorio de química ambiental del Instituto de Ciencias Agropecuarias de la UAEH ubicado en el municipio de Santiago Tulantepec de Lugo Guerrero en el estado de Hidalgo.

Después de la colecta, las semillas se lavaron en el laboratorio de química ambiental, los materiales utilizados fueron los siguientes:

- Vaso de precipitado de un litro
- Coladera
- 5 gramos de fungicida captan
- Agua
- Cloro
- Sanitas

Una vez que el fruto *M. ornata* se deshidrató dejándose por tres semanas en almacenamiento en la sombra con corriente de aire, se procedió a lavar con un litro de agua con una solución de cloro al 3%, se secaron con sanitas, se retiraron las semillas de cada uno de los plátanos, después se desinfectaron con fungicida (Captan) al 5% durante un lapso de 10 minutos, posteriormente, se escurrieron

en una coladera, figura 4, se secaron y se dejaron por 10 minutos para retirar la humedad, figura 6 letra b) después, se almacenaron en una bolsa de papel.

Para el caso de las semillas de *E. ventricosum*, se usó el mismo procedimiento descrito anteriormente, figura 5, con la modificación en la cantidad de tiempo para la desinfección con el fungicida debido a que la testa de la semilla es más dura. El tratamiento fúngico fue por 24 h para 30 semillas.

Posteriormente se pasa a quitar toda el agua en una coladera, se pasaron a secar con varias sanitas hasta que quedaran completamente secas, figura 6 letra a), se almacenaron en una bolsa de papel.



A **B**
Figura 4: Tratamiento de fungicida para semillas de *M. ornata* A) Secado B)



Figura 5: Las semillas de *E. ventricosum* en fungicida captan



A



B

Figura 6: A) Semillas de *E. ventricosum* secado B) Semillas de *M. ornata* secado

7.3 Solución Buffer

Se preparó una solución buffer de HCl con pH 5.8. Figura 7, en un vaso de precipitado de 50 ml se vertió agua destilada, en seguida se vertió 0.427 ml de HCl, con un agitador mezcló por completo la solución, posteriormente, se traspasó a un matraz aforado de 50 ml y usando una micropipeta se ajustó el volumen para después guardarlo en un frasco de vidrio ámbar. Se utilizó el mismo procedimiento para preparar 50 ml con 0.199 ml de NaOH para la misma cantidad.



A

B

C

Figura 7: Preparación solución base A) Solución HCl, B) Solución NaOH y C) Material utilizado

7.4 Medio de cultivo

El medio de cultivo basal utilizado para la germinación in vitro para semillas *M. ornata*

- Agar Bacteriológico

- Sacarosa
- Murashing y skoog
- Vitamina isitosol

7.5 Preparación de Murashing y Skoog

Materiales

- Vaso de precipitado de un litro
- Puntillas
- Pipeta
- Parrilla
- Agua destilada
- Vaso de precipitado de 100 ml
- Agitador.
- Frascos Ámbar
- Matraz aforado de 50ml

Para cada Solución madre stock (100x) se prepararon 100ml, tabla 1.

Tabla 1: Solución madre para la preparación del reactivo murashing y sookg, nitratos, sulfatos, haluros, Pbmo y Nafedta

STOCK (100x)	Componentes	Cantidad
Nitrato	NH ₄ NO ₃	1.65 g
	KNO ₃	1.9 g
Sulfato	MgSO ₄ 7H ₂ O	0.37 g
	MnSO ₄ H ₂ O	0.017 g
	ZnSO ₄ 7H ₂ O	0.0086 g
	CuSO ₄ 5H ₂ O	2.5 g
Haluros	CaCl ₂ 2H ₂ O	0.44 g
	KI	0.83 g
	CoCl ₂ 6H ₂ O	2.5 g
PbMo	KH ₂ PO ₄	0.17 g
	H ₃ BO ₃	6.2 g
	Na ₂ MoO ₄	0.25 g
NaFeEDTA	FeSO ₄ 7H ₂ O	0.0278 g
	NaEDTA	0.0374 g
	Agar	9 g
	Bacteriológico	7 g
	Sacarosa	

Se inició pesando los ácidos etilendiaminotetraacéticos sódicos férricos:

Sulfato ferroso heptahidratado de ($\text{FeSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$) 0.0278 g y Ácido etilendiaminotetraacético sal disódica (NaEDTA) 0.0374 g, una vez obtenido la cantidad requerida se pasó a la preparación. Esta se colocó en un vaso de precipitado de 100 ml, con agua destilada, se agitó hasta que quede completamente disuelto, se pasó al matraz aforado 50 ml, se almacenó en un frasco ámbar, se realizó el mismo procedimiento para preparar ($\text{FeSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$), una vez disueltas ambas mezclas se juntaron en un vaso de precipitado de 100 ml, posteriormente se calentaron en una parrilla eléctrica por 10 minutos hasta que la mezcla cambió a un

7.6 Preparación de nitratos

Se pesaron 1.65 g de nitrato de amonio (NH_4NO_3) y 1.9 g de nitrato de potasio (KNO_3), en un vaso de precipitado de 100 ml con agua destilada se vertió la cantidad pesada, se mezcló hasta tener una solución, se aforó a 100 ml, posteriormente se colocó en un frasco. Se sigue el mismo procedimiento para nitrato de potasio.

7.7 Preparación de sulfatos

Se pesaron 0.37g de sulfato de magnesio $\text{MgSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$, 0.017g $\text{MnSO}_4 \cdot \text{H}_2\text{O}$ Sulfato de manganeso monohidratado, $\text{ZnSO}_4 \cdot \text{H}_2\text{O}$, 0.0086 g de sulfato de zinc heptahidratado y 2.5mg de sulfato de cobre pentahidratado $\text{CuSO}_4 \cdot 5\text{H}_2\text{O}$.

Se siguió el mismo procedimiento utilizado para la preparación de nitratos.

7.8 Preparación de Haluros

Se pesó 0.44 g cloruro de calcio dihidratado $\text{CaCl}_2 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$, 0.83 mg de yoduro de potasio y 2.5 mg cloruro de cobalto hexahidratado $\text{CoCl}_2 \cdot 6\text{H}_2\text{O}$.

Se siguió el mismo procedimiento utilizado para la preparación de nitratos.

7.9 Preparación de PBMo

Se pesó 0.17 g de Fosfato de potasio KH_2PO_4 , 6.2 mg de ácido bórico H_3BO_3 y 0.25mg de molibdato de sodio dihidratado Na_2MoO_4 .

Se realizó el mismo procedimiento para todas las mezclas solo con diferencia las cantidades en g y mg.

7.10 Preparación del medio del cultivo

Se prepararon 300 ml de medio de cultivo de la siguiente manera:

- 1: Se colocaron 150 ml de agua destilada en el vaso de precipitado de 1 L
- 2: Se adicionaron 3 ml de la solución madre (stock) correspondientes a de nitratos, sulfatos, haluros, PBMo y NaFeEDTA (ver tabla 2).
- 4: Se le agregaron 0.3 g de inositol, 7.3 g de sacarosa y 9 g de agar bacteriológico
- 5: El vaso de precipitado se colocó sobre la parrilla agitadora, con una barra magnética para obtener una mezcla homogénea.

6: Se midió el pH a la mezcla con un potenciómetro Hanna Instruments HI 2212 y se ajustó este hasta obtener un pH de 5.8.

7: 25 ml de medio de cultivo se vaciaron en frascos gerber y se pusieron en la autoclave por 30 minutos a 121 °C para su esterilización.

7.11 Esterilización en autoclave

Se precedió a esterilizar todo el material el cual consistió en 12 frascos de Gerber con tapa, sanitas, puntillas, dos frascos de 250 ml de agua destilada y las dos soluciones del buffer ácido y básico, todo se colocó en bolsas de plástico. Las condiciones de esterilización fueron 120 °C en la autoclave por 20 minutos. Una vez concluido el tiempo se deja enfriar por media hora.

8. Germinación

8.1. Germinación in vitro

En los frascos estériles con el medio de cultivo, se colocaron 3 semillas de *M. ornata*, para posteriormente, colocarlo en cámara de crecimiento por 8 h de oscuridad y 16 h de luz, todo en condiciones asépticas.

Para llevar a cabo la germinación se colocaron en los frascos esterilizados con el medio de cultivo tres semillas de *M. ornata*, todo esto en condiciones estériles, se colocaron en la cámara de crecimiento, con 8 horas de oscuridad y 16 horas de luz, colocándoles un foco.

8.2. Germinación en charola

Para la preparación de sustrato se mezcló peat moss y vermiculita (50: 50 volumen) previamente desinfectado en la autoclave por una hora. Las charolas fueron desinfectadas en una tina con 8 litros de agua y 50 ml de cloro durante 24 horas.

Se colocó todo el sustrato en una cubeta, se vertió agua hasta quedar húmedo, se procedió a colocarlo en las charolas una vez cubierta toda la charola, se fueron colocando las semillas a 1 cm de profundidad, siguiendo el mismo procedimiento para la de charola de *Ensete*.

Para las semillas de *E. ventricosum* se utilizó una charola de tubete, ver en la figura 8 inciso a), la charola es de 77 cavidades con profunda de 17 cm con dimensiones de 58.5 x 34 cm. Por otra parte, para las semillas *M. ornata* se utilizó una charola de 250 cavidades de 10 por 20 material poliestireno ver en la figura 8 inciso b).

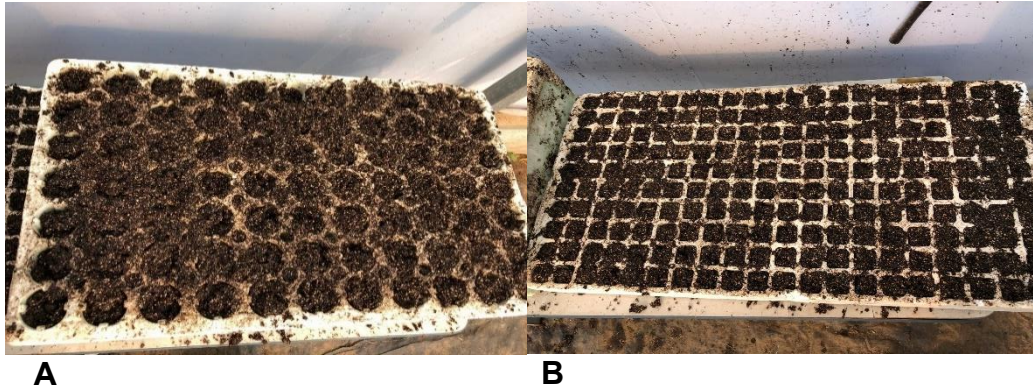


Figura 8: A) Semillas de *E. ventricosum* B) Semillas *M. ornata*

Las charolas fueron llevadas a un invernadero en Metepec Hidalgo, 20° 14' 18.277" de latitud norte y 98° 19' 19.792" de longitud oeste.

Se regaron cada 4 días con una bomba aspersora, a la cual se le agregaron 2 litros de agua con 5 ml de ácidos fúlvicos.

8.3 Germinación de Ensete ventricosum bolsa

Materiales a utilizar

- Ácido Giberélico (GA3) biogib
- Tierra de monte
- Bolsas negras para vivero de un kilo 15x15 cm

A los 4 tratamientos se les agrego ácido giberélico con las siguientes dosis (tabla 2), testigo 0g, tratamiento 1 con 1g, tratamiento 2 con 1.5 g y tratamiento 3 con 2g.

Tabla 2: Dosis de ácido giberélico de los diferentes tratamientos

Testigo	Tratamiento 1	Tratamiento 2	Tratamiento 3
0 g	1 g	1.5 g	2 g

9. Clasificación de semillas *E. ventricosum*

Las semillas que se germinaron se clasificaron de la siguiente manera las 30 semillas de cada uno de los tratamientos. Figura 9



A B C D
 Figura 9: Semillas de *Ensete ventricosum* en los diferentes tratamientos. En la A) se puede apreciar semillas del testigo, en B) semillas del tratamiento 1, en C) semillas del tratamiento 2 y en la D) semillas del tratamiento 3, un total de 90 semillas.

10. Ácido Giberélico biogib®.

El ácido giberélico comercial (biogib) Figura 10 es un estimulante de crecimiento vegetal hecho a base de ácido giberélico (GA3) que puede ser utilizado en hortalizas, frutales, forrajes y ornamentales, donde actúa uniformizando la floración, acelerando la germinación de semillas, también mejora el amarre y desarrollo de frutos, además la brotación de tubérculos. biogib 10 ps es compatible con insecticidas y fungicidas de acción neutra (Cuali-Alvarez et al., 2011).



Figura 10: Ácido Giberélico

Las semillas se lavaron en agua corriente y se pusieron a remojar en un litro de agua durante 24 horas con las dosis ya mencionadas de ácido giberélico figura 11, la de testigo solo se le colocó en agua corriente.



Figura 11: Semillas en agua con ácido giberélico

Como se muestra en la figura 12, realizó el mismo procedimiento para los 4 tratamientos con las dosis ya mencionadas se pueden apreciar en la tabla 2.

Se procedió a llenar las bolsas negras de 15x15 cm con tierra de monte de la región, las cuales se remojaron en agua a capacidad de campo, una vez que la tierra se encontró con la humedad indicada, se hicieron hoyos a un 1cm de profundidad y se colocaron semilla por semilla.

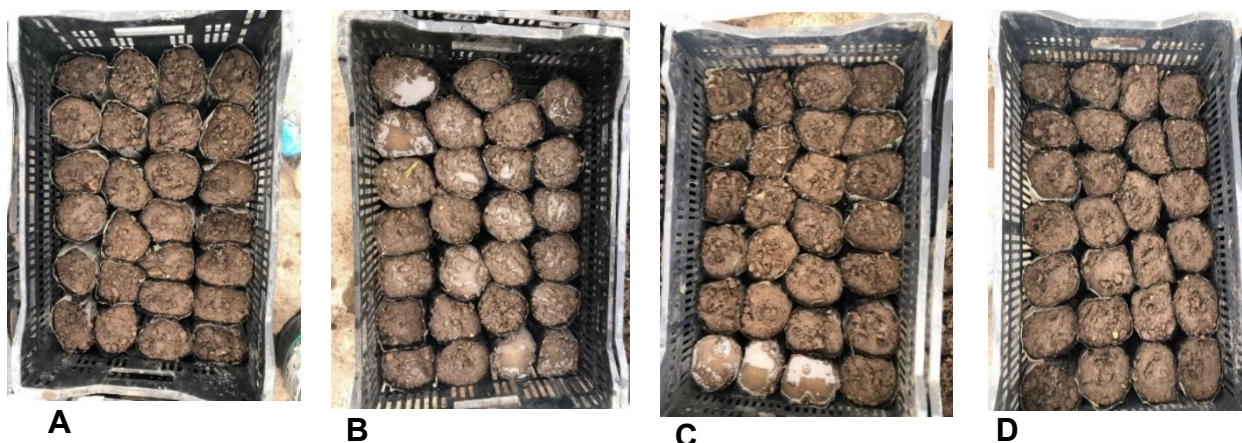


Figura 12: Tratamientos en proceso de germinación A) testigo, en B) tratamiento 2 en C) tratamiento 3 y en D) tratamiento 4

En el mes de febrero fecha se metieron las semillas a germinar, posteriormente se taparon con plástico negro para mantener una mejor temperatura, así obtener una mejor germinación, las temperaturas de la región son muy bajas no son aptas para poder germinar semillas de esta variedad.

Para el análisis de datos se realizó un análisis de varianza utilizando el programa SAS 9.0

11. Resultados

En total fueron 90 semillas 30 semillas por cada tratamiento, se registraron las siguientes variables peso, largo y ancho tabla 3. Testigo, tratamiento 1 con 1g de ácido giberélico, tratamiento 2 con 1.5 g de ácido giberélico y tratamiento 3 con 2g de ácido giberélico.

Tabla 3: Peso (g), longitud (cm) y ancho (cm) de semillas (mm) de *Ensete* segundo experimento bolsa

Variable	Testigo	Tratamiento 1	Tratamiento 2	Tratamiento 3
Peso (g)	1.54325	1.3202	1.2210	1.2312
Largo (cm)	4.3	3.3	2.1	3.0
Ancho (cm)	5.6	4.2	3.1	3.2

Las semillas de ambas variedades se midieron con un micrometer y con una regla, figura 14, se pesaron en una báscula de la marca OHAUS PIONEER de color roja con blanco. En la tabla 4, se muestra peso, largo, ancho y área de las semillas seleccionadas.

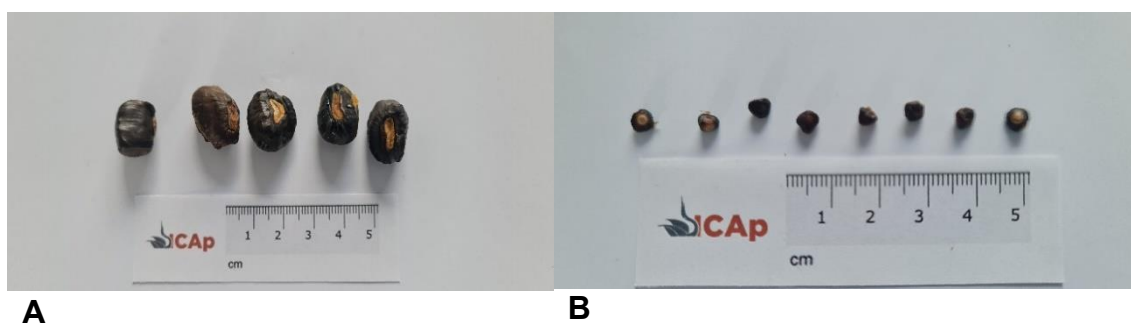


Figura 13: A) Semillas de *E. ventricosum* B) Semillas *M. ornata*

Tabla 4: Peso (g), longitud (cm) y ancho (cm) de las semillas *E. ventricosum* y *M. Ornata*

Variable	<i>M. ornata</i>	<i>E. ventricosum</i>
Peso (g)	0.023 g	1.43225
Largo (cm)	2.8 mm	1.5 cm
Ancho(mm)	2.0 mm	4.5 cm

11.1. Germinación *In vitro*

De las 30 semillas de *M. ornata* para los 12 tratamientos, después de 20 días se contaminaron con hongos. Figura 15

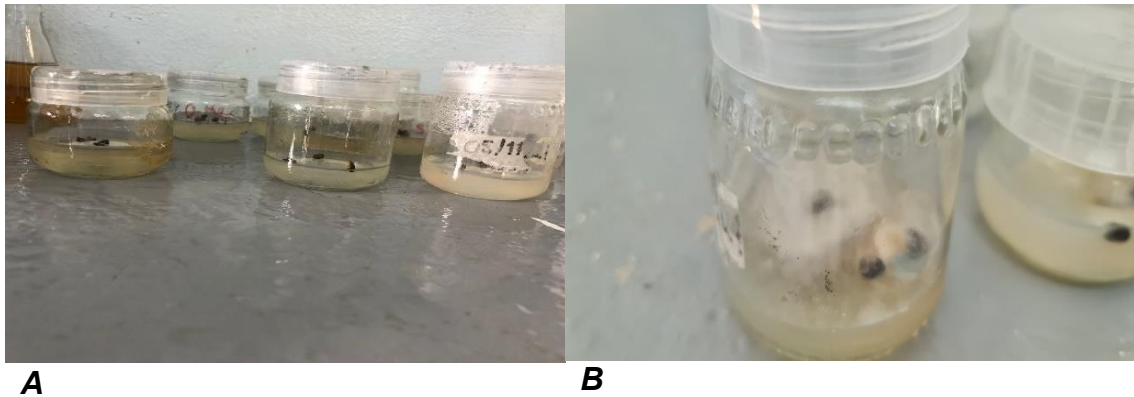


Figura 14: A) Semillas de *M. ornata* en codificación B) semillas contaminadas a las dos semanas de estar en proceso de germinación

11.2. Germinación Charola

Para la germinación se controló los parámetros de temperatura y humedad relativa (tabla x) De las 50 semillas de *M. Ornata* que se colocaron en sustrato, el 100% no germinó, en comparación con *E. ventricosum* que se colocaron 100 semillas y después de un mes se obtuvo un 8 % de germinación, es decir, se obtuvieron 7 plantas a las cuales se le registro su crecimiento cada semana por 4 semanas

Se tomó registro de temperatura y humedad relativa. Figura 16, para *M. ornata*, las 50 semillas que se germinaron con sustrato no germinaron. Respecto a *E. ventricosum*, se sembraron 100 semillas y al mes se obtuvo el 8% de semillas germinadas, es decir fueron 7 plantas. Figura 17

A las plántulas se registró su crecimiento cada semana.

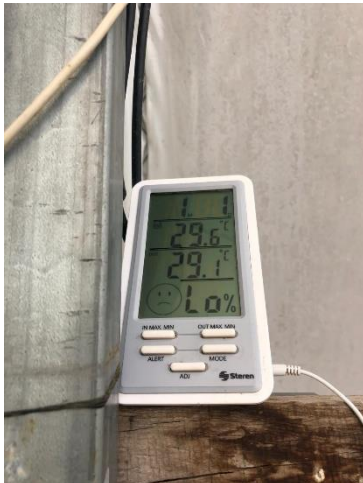


Figura 15: Higrómetro, registro temperatura *M. ornata*

Tabla 5: Temperatura, humedad relativa mañana, medio día y tarde, diciembre ambas variedades

	Temperatura		Humedad/ relativa			Semanas
14.0	30.7	16.4	25%	52%	65%	2-8
12.8	21.6	16.8	61%	34%	59%	9-15
16.2	26.2	16.7	26%	43%	57%	16-22
18.9	20.9	21.1	51%	54%	55%	23- 29
22.3	25.9	32.7	77.5%	95%	67.5%	30- 31

Tabla 6: Temperatura, humedad relativa mañana, medio día y tarde, enero ambas variedades

	Temperatura		Humedad/ relativa			Semanas
14.0	30.7	16.4	25%	52%	65%	1- 5
12.8	21.6	16.8	61%	34%	59%	6- 13
16.2	26.2	16.7	26%	43%	57%	14- 20
18.9	20.9	21.1	51%	54%	55%	21- 28
24.4	25.5	38.7	37%	60%	41%	29- 30

11.3. Plantas germinadas de *E. ventricosum*, charola



A



B

Figura 16: A) plantas germinadas, B) plantas traspasadas a maceta al mes de haber germinado

11.5 Interpretación de las gráficas de los meses diciembre y enero

En la gráfica 1 se muestran las temperaturas registradas de ambas especies *E. ventricosum* y *M. Ornata* en el mes de diciembre, la más alta fue la de la mañana con 25° C y la más baja fue la de la tarde del mismo día.

Humedad relativa registradas de ambas especies *E. ventricosum* y *M. Ornata* en el mes de diciembre, en la gráfica 2 se puede observar que la más la más alta fue la del medio día con 60% y la más baja con 30% fue la tarde.

Sobre las temperaturas registradas de ambas especies *E. ventricosum* y *M. Ornata*, en la gráfica 3 se puede ver el mes de enero, la más alta fue la del medio día con 20°C la más baja fue de 15°C la de la tarde.

Para la humedad relativa en la gráfica 4 se puede apreciar la más alta fue la de la mañana con un 70% la más baja fue con un 50% la de la tarde.

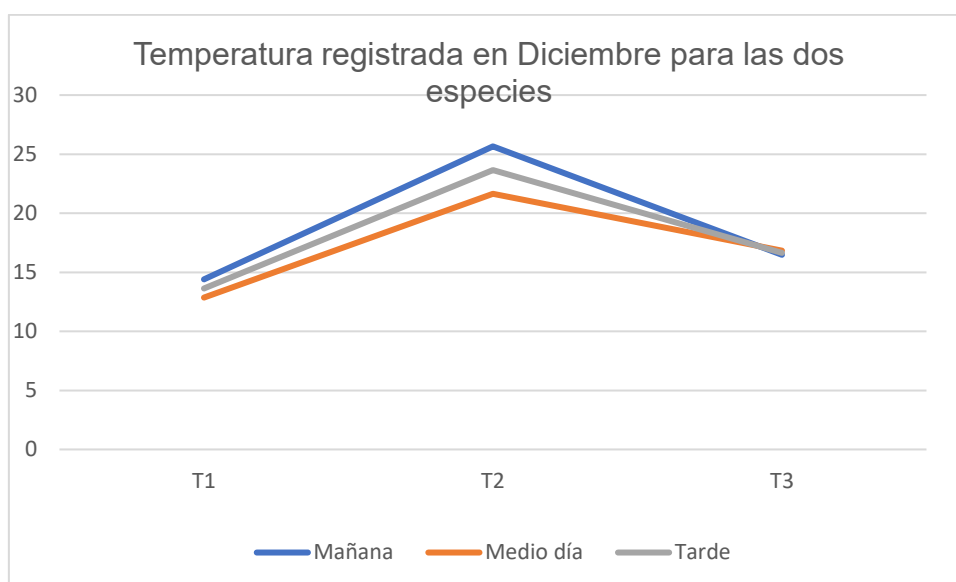
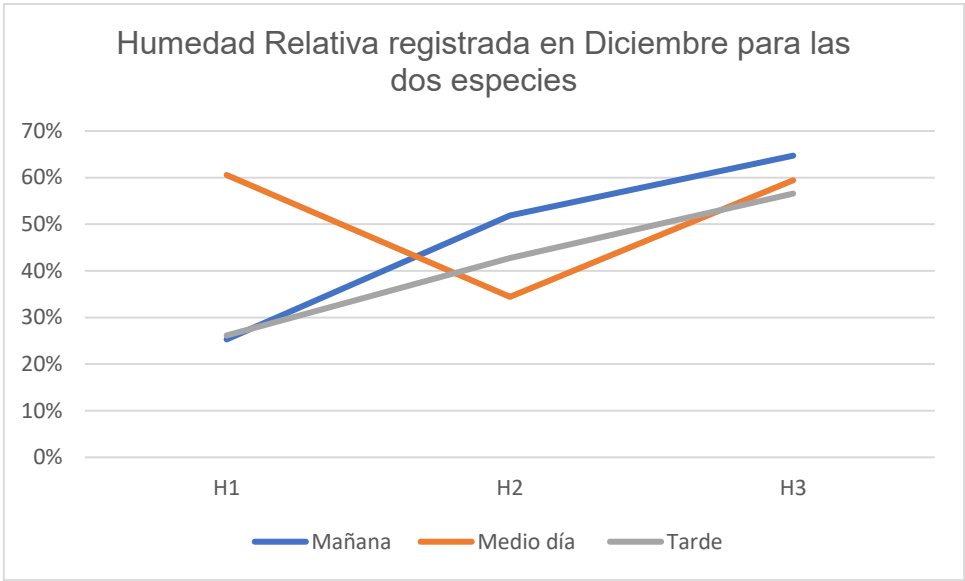


Gráfico 1: Porcentaje de temperatura de ambas variedades, donde se puede observar que al medio día es la más alta (T1=Temperatura mañana, T2= Temperatura medio día y T3=Temperatura tarde)



Gráfica 2: Porcentaje humedad relativa de ambas variedades, varía en la tarde, H1= Humedad relativa de mañana, H2= Humedad relativa de medio día y H3= Humedad relativa de la tarde

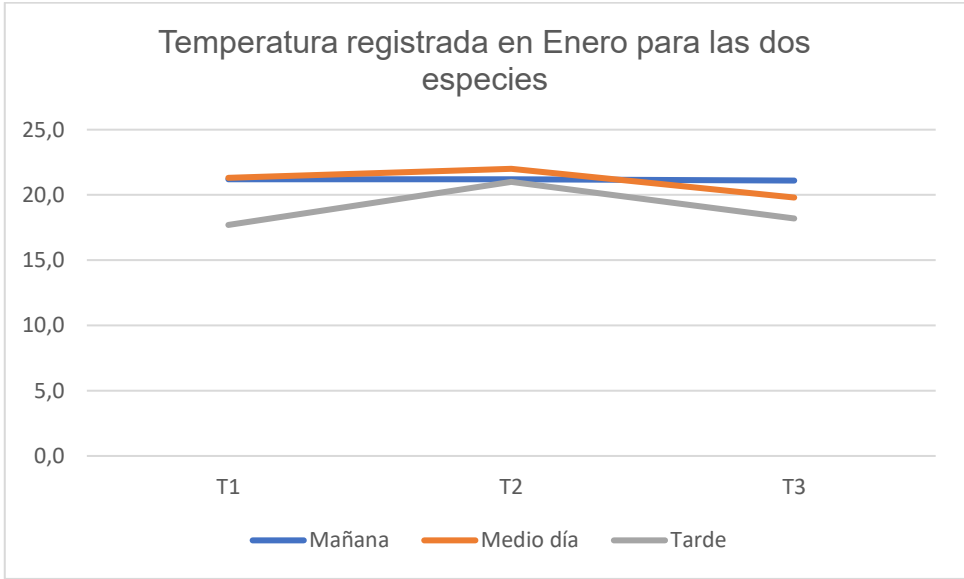


Gráfico 3: Porcentaje de temperatura similar de todo el día, T1= Temperatura mañana, T2=Temperatura medio día y T3= Temperatura tarde

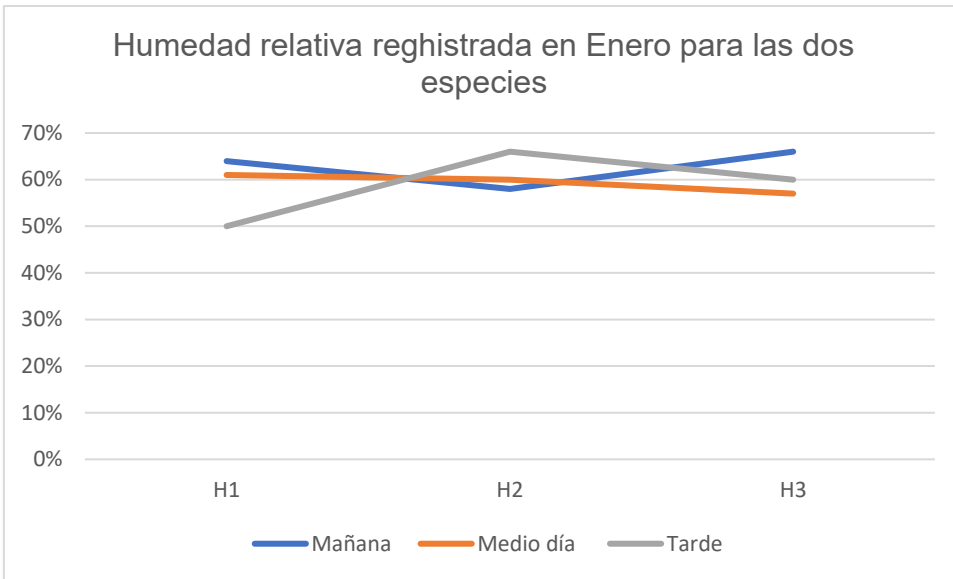


Gráfico 4: Porcentaje alto humedad relativa dentro del invernadero de ambas especies, H1= Humedad mañana, H2= Humedad relativa medio día y H3= Humedad relativa tarde

11.6. Plantas germinadas de *E. ventricosum*

En la presente gráfica 5, se puede apreciar la cantidad de plantas germinadas desde el testigo, tratamiento 2, tratamiento 3 y tratamiento 4.



Gráfico 5: Cantidad de plantas germinadas, testigo plantas 3, tratamiento 2 plantas 5, tratamiento 3 plantas 6 y tratamiento 4 plantas 10.

En las siguientes tablas se muestra cada una de las temperaturas registradas y humedad relativa durante 3 meses, tiempo en que se llevó a cabo la germinación de semillas de *E. ventricosum*.

En la tabla 7 se observa la temperatura, humedad relativa de la mañana, medio día y tarde del mes de febrero de la variedad de *E. ventricosum*. En la tabla 8 del mes de marzo se apreció la temperatura humedad relativa de la mañana, medio día y tarde. En el mes abril se reportaron en la tabla 9 la temperatura, humedad relativa de mañana, medio día y tarde.

Tabla 7: Temperatura, humedad relativa mañana, medio día y tarde, febrero *E. ventricosum*

Temperatura			Humedad/ Relativa			Semanas
Mañana	Medio día	Tarde	Mañana	Medio día	Tarde	Días
16.0	35.8	16.4	25%	52%	65%	3- 8
18.9	32.6	16.8	61%	34%	59%	9- 15
15.4	26.2	16.7	26%	43%	57%	16- 22
20.0	20.9	21.1	51%	54%	55%	23- 28

Tabla 8: Temperatura, humedad relativa mañana, medio día y tarde, marzo *E. ventricosum*

Temperatura			Humedad/ Relativa			Semanas
Mañana	Medio día	Tarde	Mañana	Medio día	Tarde	Días
14.0	30.7	16.4	25%	52%	65%	1- 7
12.8	21.6	16.8	61%	34%	59%	8- 14
16.2	26.2	16.7	26%	43%	57%	15- 21
18.9	20.9	21.1	51%	54%	55%	22- 28
22.3	25.9	32.7	77.5%	95%	67.5%	29- 31

Tabla 9: Temperatura, humedad relativa mañana, medio día y tarde, abril *E. ventricosum*

Temperatura			Humedad/ Relativa			Semanas
Mañana	Medio día	Tarde	Mañana	Medio día	Tarde	Días
14.0	30.7	16.4	25%	52%	65%	1- 7
12.8	21.6	16.8	61%	34%	59%	8- 14
16.2	26.2	16.7	26%	43%	57%	15- 21
18.9	20.9	21.1	51%	54%	55%	22- 28
22.3	25.9	32.7	77.5%	95%	67.5%	29- 30

11.7. Interpretación de cada una de las gráficas

Sobre las temperaturas que se registraron en febrero para *E. ventricosum*, se puede apreciar en la gráfica 6, más alta fue de 20°C a medio día y la más baja 15° C en la mañana.

Respecto a la humedad relativa de febrero, en la gráfica 7 se puede apreciar que la más alta fue la de la tarde con 50% la más baja con un 30% es de la mañana con un 30%

Para las temperaturas que se registraron en el mes de marzo para *E. ventricosum*, gráfica 8 la más alta fue la del medio día con 20°C mientras que la más baja con 10°C fue de la mañana.

Para la humedad relativa del mes de marzo, se reportó figura 9, que la más alta fue la de la mañana con un 60% y la más baja con 30% la del medio día.

En las temperaturas registradas en abril *E. ventricosum*, grafica 10 la más alta fue de 20°C la de la tarde y la más baja con 14°C en la mañana.

En cuanto a la humedad relativa del mes de abril gráfica 11, la más alta fue la de la mañana con 50% y la más baja con 40% fue la de la tarde.

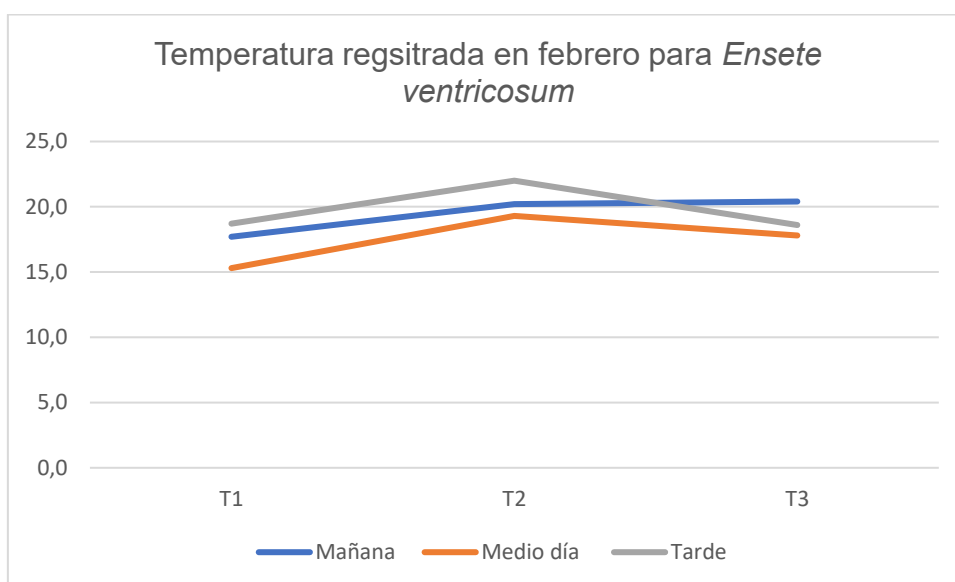


Gráfico 6: Temperatura porcentaje alto registro de medio día de *E. ventricosum*, T1= Temperatura mañana, T2= Temperatura medio día y T3= Temperatura tarde

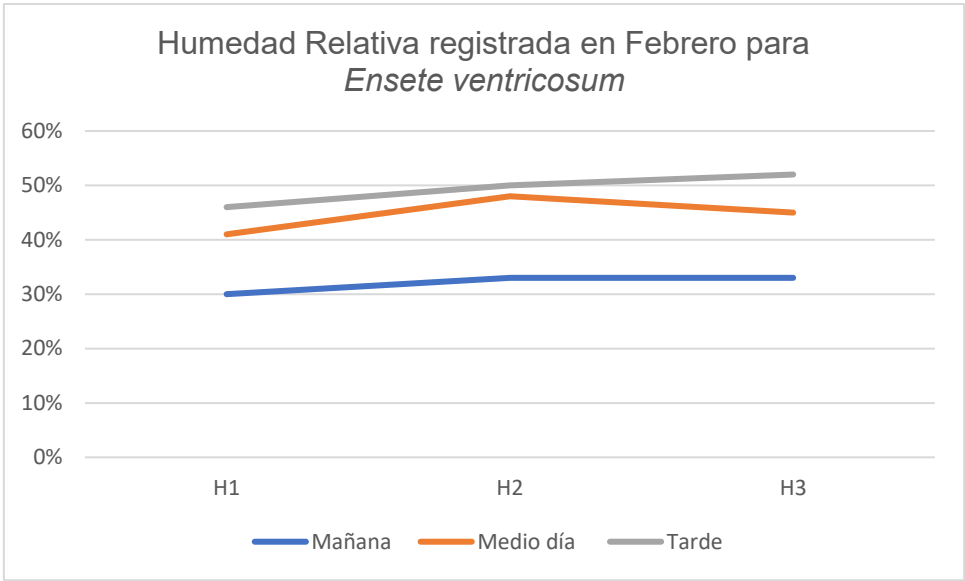


Gráfico 7: Porcentaje alto de humedad relativa por la tarde, H1= Humedad relativa mañana, H2= Humedad relativa medio día y H= Humedad relativa tarde

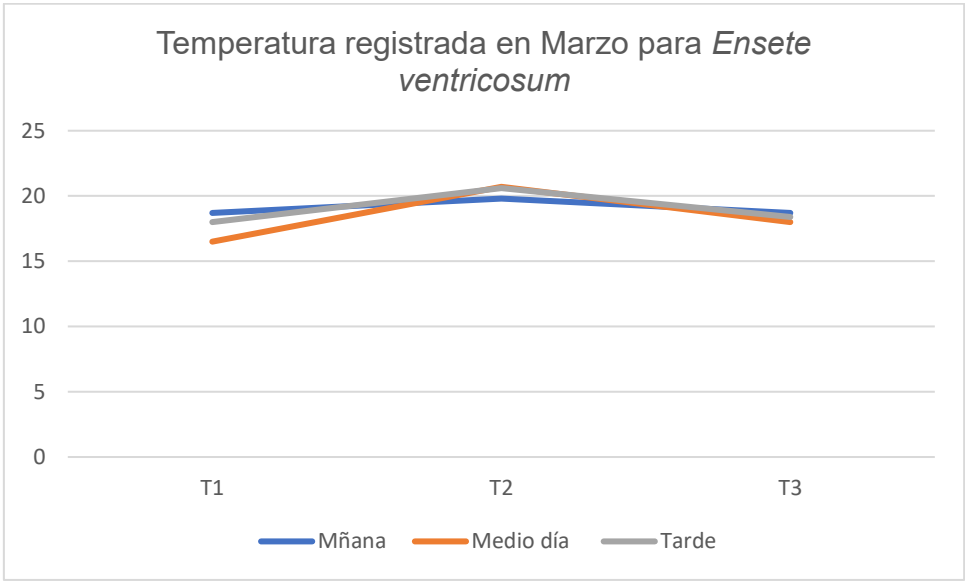


Gráfico 8: Temperatura ambiente dentro del invernadero E. ventricosum T1= Temperatura mañana, T2= Temperatura medio día y T3= Temperatura tarde

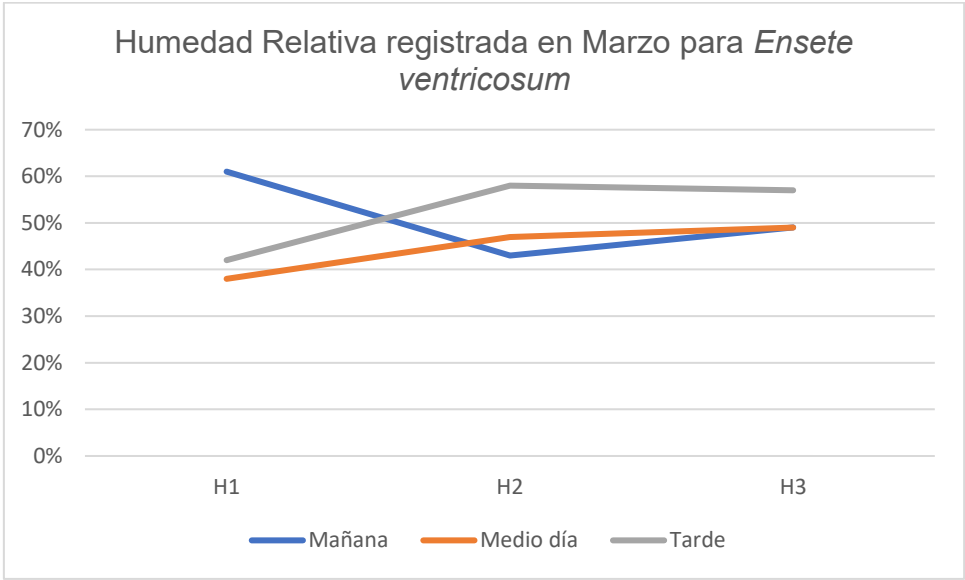


Gráfico 9: Porcentaje de la humedad relativa varia en los tres registros H1=Humedad mañana, H2= Humedad medio día y H3= Humedad relativa tarde

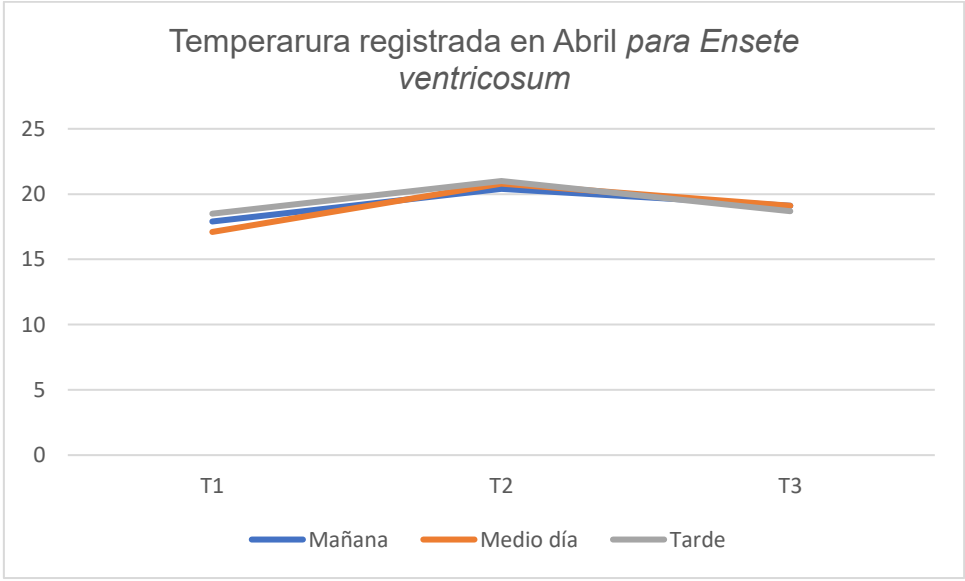


Gráfico 10: Porcentaje varia la temperatura, la más alta es la de medio día, T1= Temperatura, T2= Temperatura medio día y T3= Temperatura tarde

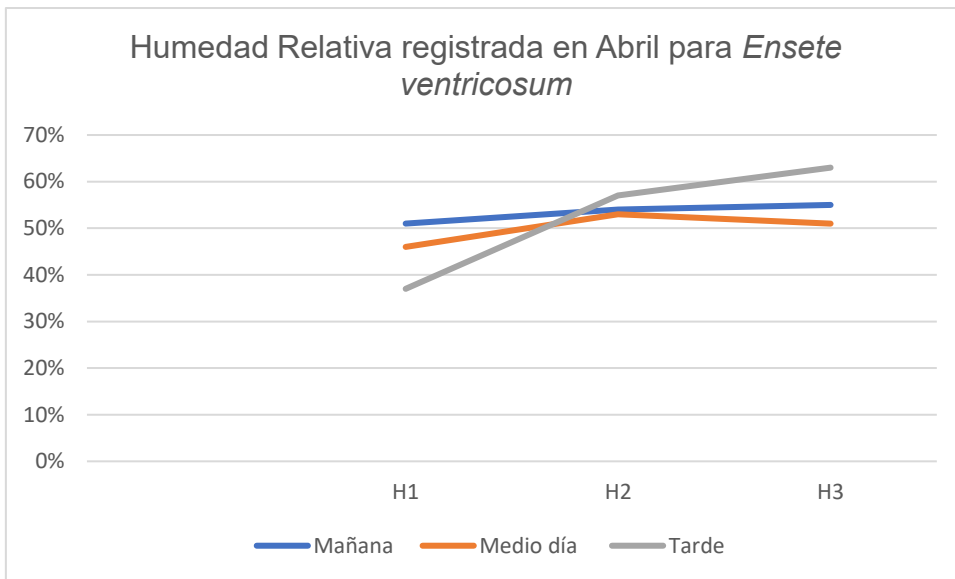


Gráfico 11: Porcentaje bajo de Humedad relativa del mes de abril, H1= Humedad relativa mañana, H2= Humedad relativa medio día y H3= Humedad relativa tarde

Se llevó un registro durante 3 meses de los 4 tratamientos desde que germino la primera semilla, a los cuantos días brotaron, cada una de las semillas a continuación se puede apreciar en la tabla 10 a los cuantos días brotaron las primeras plántulas.

Tabla 10: Tiempo de germinación de tratamientos y testigo *E. ventricosum*

Testigo	Tratamiento 1	Tratamiento 2	Tratamiento 3
45 días	40 días	30 días	25 días



Figura 17: A) Tiempo en días de la primera semilla germinadas en bolsa de *E. ventricosum*

Los resultados del análisis de varianza de las variables longitud, grosor y tallo se muestran en la siguiente tabla.

Tabla 11: Resultado del análisis de varianza de variable de Ensete ventricosum. Letras diferentes en una misma columna son estadísticamente diferentes

Especie	Tratamientos			
	Variable	Testigo	AG1	AG2
Ensete. ventricosum	Altura	1.77 a		1.49 b
	Tratamiento		2.65 a	2.33 b
	Tallo		4.30 a	2.72 c

12. Discusión

En la germinación de semillas de *M. ornata*, no se obtuvieron resultados favorables después de tenerlas constantemente con un rango de temperatura de 20 °C a 30 °C durante 2 semanas. Sin embargo, Burgos-Hernández (2020) reportó que las semillas de esta especie germinaron exitosamente con semillas colectadas con un mes de almacenamiento. Estas diferencias pueden deberse a que las semillas usadas para este experimento se colectaron de frutos inmaduros o de mucho tiempo de maduración. La contaminación por hongos en este trabajo se considera que se debió a que en la técnica empleada no se consideró la esterilización de las semillas. Por otra parte, Indocochea-Gonzales (2012) mencionó que en la micropropagación *in vitro* de banano orito (*Musa acuminata* aa) la mejor concentración de desinfectante fue cloro al 10%. En este trabajo se utilizó cloro al 2 %, probablemente por este motivo se contaminaron las semillas aquí empleadas. Respecto al medio de cultivo, López-Gómez (2016) encontró que para *M. acuminata* que el medio de cultivo MS tuvo un porcentaje alto con 32%, es la primera vez que se menciona un medio de cultivo libre de reguladores de crecimiento para la fase de maduración se obtuvieron resultados positivos.

12.1. Germinación Charola

En este estudio se obtuvo el 8% de semillas germinadas utilizando peat moss y vermiculita al (50/50 V), en condiciones de invernadero. Vernando y colaboradores (2024) reportaron que para semillas de *Musa acuminata* la lana de roca presentó el mejor porcentaje de germinación con un 71% mientras que con otros sustratos y compost fue muy baja. Por otra parte, se reportó que las semillas del género *Musa* rara vez germinan tras la siembra directa, desde hace tiempo se busca un método que favorezca la germinación de las semillas para su cultivo y propagación masiva (Nagano et al. 2008), aquí se reporta una temperatura óptima de 32 A 37% y la mejor humedad relativa fue de 70%, en este caso las semillas contaban con un mes de almacenamiento

En la presente investigación se colectaron solo las semillas de *E. ventricosum*, ya deshidratadas, se germinaron en charola con sustrato peat moss y vermiculita se tardaron en germinar un mes, dando como resultado una germinación de 8%, altura de la planta de 3cm y longitud de 2 cm. Oliveira y colaboradores (2008) sembró semillas de *Musa* ssp en bandejas de polietileno que contenían sustrato orgánico, 70 días después de la siembra, se evaluaron las siguientes características: porcentaje de germinación fue de 80 %, altura de la planta 4cm, longitud 3cm.

12.2. Temperatura

En este estudio los registros de temperatura fueron de 38.7 °C y con una humedad relativa de 77%, durante diciembre y enero, con un porcentaje de 8% de germinación. Resultados similares fueron reportados por Kallow y colaboradores (2020), en su estudio la temperatura más alta fue de 35 °C con una humedad relativa 60 %.

12.3 Germinación bolsa

En este experimento se aplicaron diferentes concentraciones: 1 g, 1.5 g, y 2g de AG (biogib) para las semillas de *E. ventricosum*, respecto a la temperatura de germinación registró 38.7 °C al medio día, cabe mencionar que las temperaturas fueron a temperatura ambiente del invernadero. Purdom y colaboradores (2017) mencionan que en la germinación de semillas de *Musa sikkimensis* utilizaron 1 g en invernadero a una temperatura de 18 y 22 °C. En este experimento la temperatura fue mayor.

Los resultados obtenidos sobre porcentaje de germinación fue 40%, pero se ha reportado un porcentaje de germinación entre 5 y 55% para *E. ventricosum* (Karlsson et al 2013). Por lo que nos encontramos en este rango.

En el experimento realizado de germinación con tierra de monte y tierra de cultivo de *E. ventricosum* en bolsa se obtuvo una germinación de 40% en las temperaturas establecidas a manera de comparación con lo reportado por Haile (2024) menciona que la germinación en su estudio fue de 60% en maceta con estiércol al aire libre, fuera de su hábitat del *E. ventricosum* la germinación fue un poco menor, esto se entiende que por las temperaturas afecta a la germinación, aunque sea una planta resistente a las sequias.

En este trabajo para *E. ventricosum* la germinación empezó en un rango de 30 a 60 días, mientras Hemade (2025) reportó un rango entre 7 y 30 días. Esto debido probablemente a que hubo varios factores que afectaron la viabilidad del *E. ventricosum*, como los cambios en las temperaturas ambientales. *E. ventricosum*, para este experimento se utilizaron semillas con un mes de almacenamiento.

Referente a la longitud, grosor y tallo de *E. ventricosum*, los resultados mostraron que tuvo un 40% de plantas germinadas en bolsa, y 8% de germinación en charola. Respecto a la longitud y grosor el análisis mostró que el testigo y el tratamiento de 1.5 de AG fueron significativamente diferentes. Para tallo el mejor tratamiento fue el de 1 AG. Yemataw y colaboradores (2017) menciona que en las variaciones significativas donde se midió la media de la altura de la planta, el peso del brote central, estos resultados revelan la existencia de variaciones fenotípicas significativas, a manera de comparación concuerda.

13. Conclusiones

Los resultados del presente trabajo demuestran, que es un complicado germinar semillas de especies que no son comunes y solo se cuenta con un individuo de la misma especie para hacer las repeticiones correspondientes este fue el caso de *Musa ornata*, para *Ensete ventricosum* se contó con una cantidad más elevada de semillas, por lo cual se pudieron hacer las repeticiones necesarias hasta obtener los resultados requeridos, cabe mencionar que este proyecto se realizó fuera de las temperaturas correspondientes, ya que son de una zona tropical con temperaturas altas entre 30° a 50° grados.

Lo más importante de mis resultados fueron, las plantas germinadas donde resalto que las semillas de *Ensete ventricosum* pueden germinar con o sin AG, pero en cuestión de la temperatura y la humedad relativa, tratar de tener una temperatura ambiente dentro del invernadero, para un mayor número de semillas germinadas, en los tipos de sustratos se puede utilizar cualquiera en este caso la que mejor dio resultados fue la mezcla de tierra de cultivo arcilla con tierra de monte un 50/50 dando una cantidad de 40% de plantas germinadas.

Se recomienda dar seguimiento, investigar más variables para germinar ambas variedades tener una cierta cantidad de semillas para hacer las repeticiones necesarias con las medidas de inocuidad para prevenir cualquier tipo de hongos fúngicos, y lograr una mayor germinación.

14. Literatura citada

- Adrián, J. E. V. (2019). Análisis fisiológico, bioquímico y molecular del desarrollo y maduración del embrión somático de Musa.
- Aneseyee, A. B., Yitbarek, T., & Hailu, Y. (2022). Enset plant (*Ensete ventricosum*) for socio-economic and environmental uses in Gurage area of Ethiopia. *Environmental and Sustainability Indicators*, 16, 100203.
- Beyl ca, (2005). Getting started with tissue culture: Media preparation, sterie technique, and laboratory equipment. En: Trigiano RN y Gray DJ. *Plant development and biotechnology*. USA: CRC Press. ISBN 0-8493-1614-
- Berjak, P. A. T. R. I. C. I. A., & Pammenter, N. W. (2010). Semillas ortodoxas y recalitrantes. *Manual de Semillas de Árboles Tropicales. IV. US. Agricultural Department. Forestal Service*, 143-155.
- Borrell, J. S., Goodwin, M., Blomme, G., Jacobsen, K., Wendawek, A. M., Gashu, D., ... & Wilkin, P. (2020). Enset-based agricultural systems in Ethiopia: A systematic review of production trends, agronomy, processing and the wider food security applications of a neglected banana relative. *Plants, People, Planet*, 2(3), 212-228.
- Burgos-Hernández, M. (2018). El plátano: la historia detrás de la fruta... y otros secretos. *Centro de Investigación Científica de Yucatán, consultado el, 18*.
- Burgos-Hernández, M., & Pozo, C. (2020). si los plátanos no son de oriente. *Ecofronteras*, 26-29.
- Brandt, S.A., Spring, A., Hiebsch, C., McCabe, J.T., Tabogie, E., Diro, M., Wolde-Michael, G., Yntiso, G., Shigeta, M., and Tesfaye, S. (1997). The "tree against hunger". Enset-based agricultural systems in Ethiopia (Washington DC, USA: American Association for the Advancement of Science), 66 pp
- Campos Torres, O. I. (2018). Reguladores de Crecimiento y Medios de Cultivo en la Micropropagación de *Chinchona pubescens* Vahl" Cascarilla".
- Castillo, M. G., Armas, A. L., Medina, E. L., León, J. M., Rivero, A. G., Zavaleta, A. L., & Castillo, A. D. L. C. (2021). Micropropagación de *Vaccinium corymbosum* en medio Murashige y Skoog (1962), suplementado con 6-bencilaminopurina. *Revista Peruana de Innovación Agraria-ISSN: 2810-8876 (En línea)*, 1(1), 106-116.
- Castrillón, C., Valencia, J. A., & Urrea, C. F. (2002). Reacción de diferentes materiales del Banco de Germoplasma de Musáceas al ataque de Picudo negro *Cosmopolites sordidus* Germar (Coleoptera:

Curculionidae). *Memorias XV Reunión Internacional ACORBAT. Cartagena de Indias. Colombia*, 90-97.

Correa, J. (1990). El proceso de germinación. Obtenido de <https://repository.agrosavia.co/bitstream/handle/20.500,12324,30666>.

Cuali-Álvarez, Pavón-Romero, S. H., & Colín-Cruz, A. (2011). Producción de ácido giberélico a partir de *Gibberella fujikuroi* utilizando lodo residual municipal como sustrato. *Universitas Scientiarum*, 16(1), 51-62.

De la Cuadra, Celia (1992). Germinación, latencia y dormición de las semillas. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación, Instituto Nacional de Reforma y Desarrollo Agrario.

Enrich, M. (2021, diciembre 27). Características del ensete. *Botanical-onlin*

Frison, E. and S. Sharrock. 1998. The economic, social and nutritional importance of banana in the world. In *Bananas and food security. Bananas and Food Security. Les productions bananières: un enjeu économique majeur pour la sécurité alimentaire. International Symposium. Session 1. Douala, Cameroon. Ed. By Picq C, Foure E, Frison E. INIBAP. CRBP. CIRAD.*

Galán, V., Rangel, A., López, J., Hernández, J. B. P., Sandoval, J., & Rocha, H. S. (2018). Propagación del banano: técnicas tradicionales, nuevas tecnologías e innovaciones. *Revista Brasileira de fruticultura*, 40, e-574.

Gerura, F. N., Meressa, B. H., Tesfaye, A., & Olango, T. M. (2022). Enset (*Ensete ventricosum*) landraces associated parasitic nematodes and their relationship with *Xanthomonas* wilt disease in Gurage, Ethiopia. *Heliyon*, 8(12).

González Jarquín, D. E. (2014). *Caracterización preliminar en brotación de yemas axilares de Plátano Hartón Enano (AAB) con dos tratamientos de luz y corte en condiciones de cámara de crecimiento en la finca El Pegón marzo-mayo 2014* (Doctoral dissertation).

Haile, B., Tesfaye, B., & Olango, T. M. (2023). Fruit and seed morphological divergence between wild and cultivated enset (*Ensete ventricosum* [Welw.] Cheesman). *South African Journal of Botany*, 163, 87-94.

Hemade, M. B. (2025) Distribución y germinación de *Ensete ventricosum* silvestre y cultivado en Etiopía. *Revista Internacional de Ciencia, Tecnología, Ingeniería y Matemáticas*, 5(2), 104-125.

Karlsson, L. M., Tamado, T., Dalbato, A. L., & Mikias, Y. (2013). Seed morphology and germination of *Ensete ventricosum* (Musaceae). *Seed Science and Technology*, 41(3), 357-370.

Kallow, S., Davies, R., Panis, B., Janssens, S. B., Vandeloos, F., Mertens, A., ... & Dickie, J. (2020). Regulación de la germinación de semillas mediante alternancia diurna de temperaturas en los parientes silvestres de plátano

adaptados a la perturbación (*Musa acuminata*). *Investigación en Ciencia de Semillas*, 30(4), 238-248.

López-Gómez, P., Escobedo-GraciaMedrano, R. M., Youssef, M., Enríquez-Valencia, A. J., Iracheta-Donjuan, L., & Ku-Cahuich, R. (2016). Maduración y germinación in vitro de embriones somáticos de banano cv.'Enano gigante'. *Revista del centro de graduados e investigación. Instituto Tecnológico Mérida*, 31(63), 51-53.

Instituto Politécnico Nacional. (2018). Diseño del dispositivo de siembra en charolas de germinación.... Tesis de Maestría, Instituto Politécnico Nacional, México.

Indacochea Gonzales, J. M. (2012). *Micropropagación IN VITRO de Banano Orito (musa acuminata AA) para la producción y la seguridad alimentaria* (Bachelor's thesis, JIPIJAPA: UNESUM).

INIFAP. (2024). Efecto de la temperatura en germinación de monocotiledóneas [Resumen]. *Brazilian Journal of Agricultural and Environmental Research*, 7(4), 1083–1095.

Instituto Nacional de Estadística, Geografía e Informática (INEGI), 1987, Síntesis Geográfica Nomenclátor y Anexo CartoFigura del Estado de Puebla, Instituto Nacional de Estadística, Geografía e Informática, México.

Laimer M. y Rücker W. (Eds) 2003. *Plant Tissue Culture, 100 years since Gottlieb Haberlandt*. Vienna: Springer-Verlag Wien. ISBN 978-3-211-83839-6

Martínez, G., Pargas, R., & Manzanilla, E. (2012). Orden Zingiberales: las musáceas y su relación con plantas afines. *Agronomía Tropical*, 62(1-4), 171-178.

Murashige, T & Skoog, F. (1962). A revised medium for rapid growth and bio assays with tobacco tissue cultures. *Physiologia Plantarum*, 15(3), 473-497.

Nagano, S., Mori, G., & Oda, M. (2008). Efectos de la temperatura y el contenido de humedad del sustrato durante el almacenamiento en el desarrollo y germinación embrionaria en semillas de *Musa velutina* Wendl. & Drude. *The Journal of Horticultural Science and Biotechnology*, 83(1), 33-36.

Oliveira e Silva, S. D., Ribeiro, L. R., Ledo, C. D. S., & Pestana, R. K. N. (2008). Germinación de semillas de plátano.

Prats-Leal, A., Orozco-Santos, M., Gómez-Vaillard, R., & Mechant-Cruz, I. (2024). Estructura de producción y comercialización del banano y plátano en México. *Chiapas*, 23, 664-156.

Purdom, W., & Glover, J. (2017). Effects of Pre-Treatment of Gibberellic Acid Solution on *Musa sikkimensis* Seeds. *Sibbaldia: the International Journal of Botanic Garden Horticulture*, (15), 31-37.

- Robinson, J. C., & Galán Saúco, Víctor (2012). Plátanos y bananas. Ediciones Mundi-Prensa.
- Ramírez Suárez, J. G. Análisis de índices climáticos para la identificación de riesgos agrícolas en Municipios de Puebla.
- Rodríguez, M. L., & MEDRANO, R. M. E. G. (2019). *El papel de los oligosacáridos en el desarrollo del embrión somático de Musa spp* (Doctoral dissertation, Centro de Investigación Científica de Yucatán).
- SAS Institute Inc. (s.f.). SAS software (Versión 9.0) [Software]. SAS Institute Inc
- Sandoval, J. A., & Muller, L. (1999). Anatomía y morfología de la planta de banano (Musa AAA) [Anatomy and morphology of the banana plant (Musa AAA)].
- Salas Morales, n. o. e. (2014). aspectos generales del cultivo del plátano (musa sapientum) yion en México.
- Sáez, J. A. L., & Soto, J. P. (2011). Historia natural de los plátanos y las bananas. Quercus, 212, 0054.
- Segura Ledesma, S., Zavala Robles, D., Equihua Cervantes, C., Andrés Agustín, J., & Yopez Torres, E. (2009). Los recursos genéticos de frutales en Michoacán. Revista Chapingo. Serie Horticultura, 15(3), 297-305.
- SIAP 2024. Anuario Estadístico de la Producción Agrícola. Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera. Gobierno de México.
- Solís rosales, Adalberto (2007). el cultivo de plátano (genero musa) en méxico.
- Torres Carrasco, M. E. (2019). *La etnia montubia y su relación con el banano, estudio de caso en el barrio Lira de Oro, cantón Pasaje* (Bachelor's thesis).
- Vernando, V., Ardani, R. D., Rahayu, R. S., & Hasrianda, E. F. (2024). Comparison of the Effectiveness of Various Growing Media in Banana (Musa accuminata) Seed Germination. In *BIO Web of Conferences* (Vol. 101, p. 02003). EDP Sciences.
- Yemataw, Z., Bekele, A., Blomme, G., Muzemil, S., Tesfaye, K., & Jacobsen, K. (2018). A review of enset [*Ensete ventricosum* (Welw.) Cheesman] diversity and its use in Ethiopia. *Fruits*, 73(6), 301-309.
- Yemataw, Z., Chala, A., Ambachew, D., Studholme, D. J., Grant, M. R., & Tesfaye, K. (2017). Variación morfológica e interrelaciones de rasgos cuantitativos en enset (*Ensete ventricosum* (welw.) Cheesman) germoplasma del sur y suroeste de Etiopía.
- Zurita-Benavides, M. G. (2017). Cultivando las plantas y la sociedad waorani. *Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi. Ciências Humanas*, 12(2), 495-516

15. Anexos

Anexo 1. Nombres de compuestos químicos que aparecen en esta etapa

Compuesto	Nombre
NH ₄ NO ₃	Nitrato de amonio
KNO ₃	Nitrato de potasio
MgSO ₄ ·7H ₂ O	Sulfato de magnesio
MnSO ₄ ·H ₂ O	Sulfato de manganeso hidratado
ZnSO ₄ ·7H ₂ O	Sulfato de zinc heptahidratado
CuSO ₄ ·5H ₂ O	Sulfato de cobre pentahidratado
CaCl ₂ ·2H ₂ O	Cloruro de calcio dihidratado
KI	Ioduro de potasio
CoCl ₂ ·6H ₂ O	Cloruro de cobalto hexahidratado
KH ₂ PO ₄	Fosfato de potasio monobásico
H ₃ BO ₃	Ácido Bórico
Na ₂ MoO ₄	Molibdato de sodio dihidratado
FeSO ₄ ·7H ₂ O	Sulfato ferroso heptahidratado
Na ₂ EDTA	Ácido etilendiaminotetraacético, sal disódica