



UNIVERSIDAD AUTONOMA DEL ESTADO DE HIDALGO

INSTITUTO DE CIENCIAS AGROPECUARIAS

**LICENCIATURA EN INGENIERÍA EN AGRONOMÍA
PARA LA PRODUCCIÓN SUSTENTABLE**

TESIS

**EFFECTO DE HIDROLIZADOS DE PROTEÍNA SOBRE LA
GERMINACIÓN DE ALFALFA, AVENA Y CHILE.**

Para obtener el título de

Ingeniería en Agronomía para la Producción Sustentable

PRESENTA

Citlali Guadalupe Estrada Miranda

DIRECTOR

Dr. Oscar Arce Cervantes

CODIRECTORA

Dra. Silvia Armenta Jaime

ASESORES

Dr. Sergio Rubén Pérez Ríos

M en C. Carlos Farfán Flores

Tulancingo de Bravo, Hgo., México., Abril 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 él pasante de Licenciatura en Ingeniería en Agronomía para la Producción Sustentable, **Citlali Guadalupe Estrada Miranda**, quien presenta el trabajo de Tesis denominado **“Efecto de hidrolizados de proteína sobre la germinación de alfalfa, avena y chile”**, 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. Sergio Rubén Pérez Ríos
SECRETARIO	Dra. Silvia Armenta Jaime
VOCAL 1	Dr. Oscar Arce Cervantes
VOCAL 2	Mtro. Carlos Farfán Flores

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

ATENTAMENTE
 Tulancingo de Bravo, Hgo., a 09 de enero del 2026.

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



c.c.p. Archivo.

Avenida Universidad #133, Col. San Miguel Huatengo,
 Santiago Tulantepec de Lugo Guerrero, Hidalgo,
 México. C.P. 43775.
 Teléfono: 7717172001 Ext. 42173
 profe_5566@uaeh.edu.mx

“Amor, Orden y Progreso”



AGRADECIMIENTOS

A Dios, por ser mi guía y fortaleza en cada momento de este camino. Por brindarme sabiduría, paciencia y la oportunidad de culminar esta etapa tan importante en mi vida.

A mi madre, Teodora Miranda por su amor incondicional, comprensión y apoyo constante. Gracias por ser mi inspiración diaria, por acompañarme en los momentos difíciles y celebrar conmigo cada logro alcanzado. Este trabajo también es fruto de tu esfuerzo, sacrificio y confianza en mí. Te dedico este logro para honrarte y agradecerte por ser una gran mujer, amiga, papá y una maravillosa madre. Te amo.

A mis hermanas, Eli y Fer gracias por estar siempre presentes, por su apoyo incondicional y por compartir conmigo la alegría de cada etapa. Su confianza y su cariño me han motivado a continuar y dar lo mejor de mí.

A mis abuelos maternos, con su gran amor y su apoyo, han sido una gran motivación en mi vida.

A mi querido Alberto, gracias por estar siempre presente brindándome apoyo y amor incondicional, por estar a mi lado en los momentos de mayor esfuerzo, por darme ánimo cuando más lo necesité y por creer en mí incluso cuando las circunstancias fueron difíciles.

También quiero agradecer a mis asesores de tesis; la Dra. Silvia Armenta, el Dr. Oscar Arce, el Dr. Sergio Rubén Pérez y al Mtro. Carlos Farfán por su dedicación, compromiso y valiosa labor en mi formación académica. Agradezco profundamente el tiempo, la paciencia y el conocimiento que compartieron a lo largo de esta etapa. Su guía constante, así como su ejemplo profesional y humano, han dejado una huella significativa en mi crecimiento personal y académico. Gracias por inspirarme a dar siempre lo mejor de mí y por ser parte fundamental de la culminación de esta meta.

Contenido

Índice de figuras	6
Resumen	8
Abstract	9
1 Introducción	10
2 Marco teórico	12
2.1 Semillas endospermicas y no endospermicas	12
2.2 Germinación de semillas	13
2.3 Mecanismos fisiológicos en la germinación y desarrollo temprano	15
2.3.1 Activación de rutas metabólicas	15
2.3.2 Fitohormonas y reguladores de crecimiento	16
2.4 Dormancia	18
2.4.1 Dormición impuesta por los tejidos de la cubierta seminal	19
2.4.2 Dormición embrionaria	19
2.5 Factores externos que influyen en la germinación	20
2.5.1 Hidratación	21
2.5.2 Oxígeno	22
2.5.3 Temperatura	23
2.5.4 Luz	24
2.6 Hidrolizados de proteína (HPs)	25

2.6.1	Composición bioactiva de Hidrolizados de proteína (HPs).....	27
3	Antecedentes	28
4	Justificación	29
5	Hipótesis	30
6	Objetivos	30
6.1	Objetivo General	30
6.2	Objetivos Específicos.....	30
7	Materiales y métodos	31
7.1	Material biológico	31
7.2	Hidrolisis alcalino-enzimática de lana de oveja	31
7.3	Preparación y desinfección de las semillas.....	32
7.4	Prueba preliminar de sensibilidad en semillas de chile	32
7.5	Evaluación del efecto bioestimulante en la germinación de alfalfa y avena	33
7.6	Variables evaluadas.....	33
7.7	Análisis estadístico.....	33
8	Resultados y discusión	34
8.1	Germinación en semillas de <i>Capsicum annuum</i> L.	34
8.2	Efecto bioestimulante en la germinación de cultivos forrajeros.....	37
8.2.1	Crecimiento y desarrollo inicial de plántulas.....	40

9	Conclusiones.....	43
10	Prospectivas.....	44
11	Referencias	45

Índice de figuras

Figura 1 Representación esquemática de la estructura interna de la semilla de A) Avena sativa L., B) Medicago sativa L., y C) Capsicum spp. Fuente: Tiaz, 2015.	12
Figura 2 Curva de imbibición de agua por las semillas. Se indican las tres fases que componen a la germinación. (Armenta., 2007).	13
Figura 3 Función de hormonas vegetales en la germinación y crecimiento en plantas. Elaboración propia.	16
Figura 4 Composición y efectos de los hidrolizados de proteína sobre el desarrollo de las plantas y su respuesta al estrés abiótico (Malécange et al., 2023).	26
Figura 5 Cinética de germinación de semillas de chile (<i>Capsicum annuum</i> L.) tratadas con diferentes diluciones de hidrolizado de lana de oveja durante 30 d: A) variedad Serrano y B) De Árbol.	34
Figura 6 Plántulas de chile al día 30 d de tratadas con hidrolizados de lana de oveja; A) variedad Serrano y B) De Árbol.	36
Figura 7 Longitud de tallo y raíz de las plántulas de chile al día 30 d de tratadas con hidrolizados de lana de oveja; A) variedad Serrano y B) De Árbol.	36
Figura 8 Cajas Petri con semillas germinadas de A) Medicago sativa y B) Avena sativa , tratadas con diferentes diluciones de hidrolizado de lana de oveja durante 7 d.	37
Figura 9 Respuesta germinativa de semillas de <i>Medicago sativa</i> L. tratadas con hidrolizado de lana de oveja: A) cinética de germinación y B) porcentaje total de germinación a los 7 d de incubación, en donde letras distintas indican diferencias estadísticamente significativas ($p < 0.05$).	38

Figura 10 Respuesta germinativa de semillas de *Avena sativa* L. tratadas con hidrolizado de lana de oveja: **A)** cinética de germinación y **B)** porcentaje total de germinación a los 7 d de incubación, en donde letras distintas indican diferencias estadísticamente significativas ($p < 0.05$). 39

Figura 11 Plántulas de *Avena sativa* a los 7 d de ser tratadas con hidrolizados de lana de oveja a diferentes concentraciones 40

Figura 12 Plántulas de *Medicago sativa* a los 7 d de ser tratadas con hidrolizados de lana de oveja a diferentes concentraciones 41

Figura 13 Longitud del tallo de las plántulas de **A)** *Medicago sativa* **B)** *Avena sativa*, tratadas con diferentes diluciones de hidrolizado de lana de oveja a los 7 d. 41

Figura 14 Longitud del tallo de las plántulas de **A)** *Medicago sativa* **B)** *Avena sativa*, tratadas con diferentes diluciones de hidrolizado de lana de oveja a los 7 d. 42

Resumen

La germinación es una fase crítica del ciclo de vida de las plantas, en la cual una semilla en estado de latencia activa procesos fisiológicos, bioquímicos y metabólicos que conducen al establecimiento de una nueva planta. Este proceso puede verse significativamente afectado por factores fisiológicos, así como ambientales. En este contexto, la búsqueda de estrategias que mejoren la germinación y el vigor inicial de las plántulas ha cobrado relevancia en la agricultura. El uso de bioestimulantes representa una alternativa prometedora para promover la eficiencia en la absorción de nutrientes y la tolerancia al estrés abiótico. El objetivo de este estudio fue evaluar el efecto de un hidrolizado de proteína (HPs) derivado de un residuo agropecuario como la lana de oveja sobre la germinación de semillas de dos variedades de *Capsicum annuum* L. (serrano y de Árbol), así como su evaluación en cultivos forrajero como alfalfa (*Medicago sativa* L.) y Avena (*Avena sativa* L.). Para ello, se empleó una prueba preliminar en Chile para identificar los rangos de sensibilidad al HPs, los cuales consistieron en diluciones 1:500 y 1:50, además de un tratamiento control con agua estéril, mientras que para los cultivos forrajeros se evaluó la respuesta germinativa y el desarrollo inicial de las plántulas mediante parámetros morfológicos y fisiológicos a diferentes diluciones del HPs (1:1000, 1:500, 1:100, además de un control con agua). Los resultados mostraron que el uso del hidrolizado de proteína en diluciones bajas promovió una germinación eficiente y favoreció el desarrollo inicial de las plántulas, evidenciado por una mayor formación de raíces adventicias, mayor presencia de pelos radicales, mayor elongación del tallo y hojas con mejor desarrollo. En contraste, concentraciones elevadas del hidrolizado provocaron un retraso en la germinación, una reducción en el desarrollo radicular y plántulas de menor tamaño. En conjunto, los resultados confirman que el hidrolizado de proteína de lana de oveja actúo como un bioestimulante agrícola efectivo cuando se aplica en concentraciones adecuadas, aportando bases científicas para su uso racional en sistemas agrícolas sostenibles.

Abstract

Seed germination occurs during a critical phase of the plant lifetime cycle, where a quiescent seed triggers a set of physiological, biochemical, and metabolic processes that lead to the formation of a new plant. This process can be significantly influenced by both physiological and environmental factors. In this context, the development of strategies aimed at improving germination performance and early seedling vigor has gained increasing relevance in agriculture. Biostimulants have the potential to enhance nutrient uptake efficiency and tolerance to abiotic stress. The objective of this study was to evaluate the effect of a protein hydrolysate (PHs) derived from an agro-livestock residue, sheep wool, on the germination of seeds from two cultivars of *Capsicum annuum* L. (serrano and de Árbol), as well as on forage crops such as alfalfa (*Medicago sativa* L.) and oat (*Avena sativa* L.). A preliminary assay was conducted on chili seeds to determine their sensitivity ranges to PHs, using dilutions of 1:500 and 1:50, along with a control treated with sterile water. For forage crops, germination response and early seedling development were evaluated using morphological and physiological parameters at different PHs dilutions (1:1000, 1:500, and 1:100), in comparison with a water control. The results showed that low PHs dilutions promoted efficient germination and enhanced early seedling development, as evidenced by increased adventitious root formation, greater abundance of root hairs, increased shoot elongation, and improved leaf development. In contrast, higher PHs concentrations delayed germination, reduced root development, and resulted in smaller seedlings. Overall, these findings demonstrate that sheep wool protein hydrolysate functions as an effective agricultural biostimulant when applied at appropriate concentrations, providing a scientific basis for its rational use in sustainable agricultural systems.

1 Introducción

El establecimiento temprano de los cultivos constituye una etapa crítica en los sistemas agrícolas, ya que de él depende en gran medida la productividad, uniformidad y estabilidad del rendimiento final. La germinación de las semillas y el vigor inicial de las plántulas representan procesos fisiológicos complejos, altamente sensibles a las condiciones ambientales y al manejo agronómico, en los cuales se activan rutas metabólicas, hormonales y energéticas determinantes para el desarrollo posterior de la planta (Matilla, 2008; Bewley et al., 2013). Por ello, la optimización de la germinación y del crecimiento inicial se ha convertido en un objetivo prioritario dentro de las estrategias de producción agrícola sostenible.

En respuesta a esta problemática, ha surgido un creciente interés por el desarrollo y aplicación de bioestimulantes agrícolas, definidos como sustancias o microorganismos capaces de estimular procesos fisiológicos en las plantas, independientemente de su contenido nutrimental, mejorando la eficiencia en el uso de recursos y la tolerancia al estrés (Reglamento (UE) 2019). Entre los bioestimulantes más estudiados se encuentran los hidrolizados de proteína (HPs), los cuales consisten en mezclas complejas de aminoácidos libres, péptidos y oligopéptidos de bajo peso molecular obtenidas a partir de fuentes proteicas de origen vegetal o animal (Colla et al., 2017; Sani y Yong, 2022). Diversos estudios han demostrado que los HPs pueden estimular el crecimiento vegetal, mejorar la absorción y asimilación de nutrientes y aumentar la tolerancia a condiciones de estrés abiótico, mediante la modulación de rutas metabólicas y hormonales asociadas principalmente a auxinas, giberelinas y brassinosteroides (Van Oosten et al., 2017; Llanes et al., 2016). No obstante, la mayoría de estas investigaciones se han enfocado en etapas fenológicas posteriores a la germinación, mientras que el efecto directo de los HPs sobre la germinación de semillas y el vigor inicial de las plántulas ha sido menos explorado.

Durante la germinación, los HPs adquieren especial relevancia debido a su capacidad para aportar compuestos fácilmente asimilables durante la imbibición, etapa en la que se reactiva el metabolismo celular y se inicia la movilización de reservas (Bewley et al., 2013). Los aminoácidos y péptidos de bajo peso molecular presentes en los HPs pueden actuar no solo como fuentes de nitrógeno orgánico, sino también como señales metabólicas y osmoprotectoras, favoreciendo la respiración celular, la síntesis de ATP y el crecimiento inicial del embrión (Colla et al., 2017; Fitriyah et al., 2019).

En este contexto, los hidrolizados obtenidos a partir de subproductos agroindustriales representan una alternativa de alto valor estratégico, ya que permiten integrar principios de economía circular mediante la valorización de residuos de bajo valor económico. La lana de oveja, subproducto generado en grandes volúmenes por la actividad pecuaria, posee un alto contenido de queratina y otras proteínas estructurales que pueden ser aprovechadas mediante procesos de hidrólisis alcalino-enzimática para la obtención de HPs con potencial bioestimulante (Gaidau et al., 2021; Sun et al., 2024). Estudios previos han evidenciado el efecto positivo de HPs sobre el crecimiento vegetal en estas y otras especies; sin embargo, existe un vacío de conocimiento respecto a su impacto directo sobre parámetros germinativos y el vigor inicial de las plántulas (Marfà et al., 2008; Ceccarelli et al., 2021; Xu et al., 2017).

En este sentido, el objetivo de este trabajo fue evaluar el potencial bioestimulante de hidrolizados alcalino-enzimáticos de lana de oveja sobre la germinación de semillas de alfalfa, avena y chile, mediante el análisis de parámetros germinativos y fisiológicos asociados al establecimiento temprano.

2 Marco teórico

2.1 Semillas endospermicas y no endospermicas

Las semillas son unidades de dispersión especializadas exclusivas de las espermatofitas, o plantas con semillas. Tanto en las angiospermas como en las gimnospermas, las semillas se desarrollan a partir de óvulos, que contienen el gametofito femenino. Tras la fecundación, el cigoto resultante se convierte en el embrión. Las semillas pueden clasificarse en general como endospermicas o no endospermicas, dependiendo de la presencia o ausencia de un endospermo bien formado en la madurez. (Figura 1).

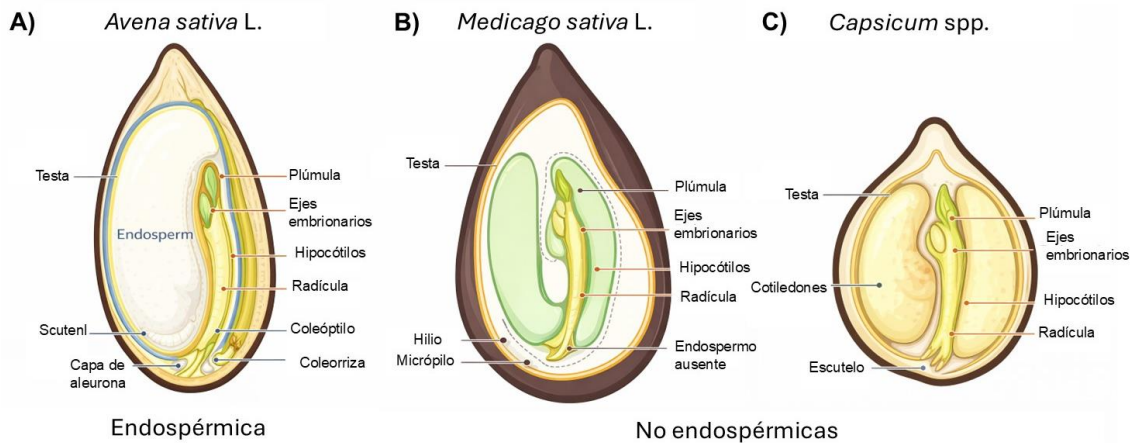


Figura 1 Representación esquemática de la estructura interna de la semilla de **A) *Avena sativa* L.**, **B) *Medicago sativa* L.**, y **C) *Capsicum* spp.** Fuente: Tiaz, 2015.

Las semillas de *Medicago sativa* L. y *Capsicum* spp. son no endospermicas, ya que el endospermo se consume casi por completo durante la embriogénesis y las reservas se almacenan principalmente en los cotiledones (Tiaz, 2015). En contraste, las semillas de *Avena sativa* L. son endospermicas, caracterizándose por la presencia del endospermo el cual provee de nutrientes al embrión para el desarrollo y el crecimiento de la plántula (Pérez et al., 2014).

2.2 Germinación de semillas

La germinación de las semillas constituye la etapa inicial del ciclo de vida de las plantas y representa un proceso fisiológico fundamental para el establecimiento de una nueva plántula (Wang et al., 2022). Desde el punto de vista fisiológico, la germinación corresponde al proceso mediante el cual una semilla en estado de latencia reanuda su actividad metabólica y da origen a una nueva plántula. Este proceso involucra una secuencia ordenada de eventos fisiológicos, entre los que se incluyen la absorción de agua, la activación de sistemas enzimáticos, la reanudación del metabolismo celular y, finalmente, la emergencia de la radícula (Matilla, 2008). En las fases de germinación se puede esclarecer el tiempo necesario que necesita una semilla para concluir su ciclo germinativo, para ello existen tres etapas que describen el ciclo. (**Figura 2**).

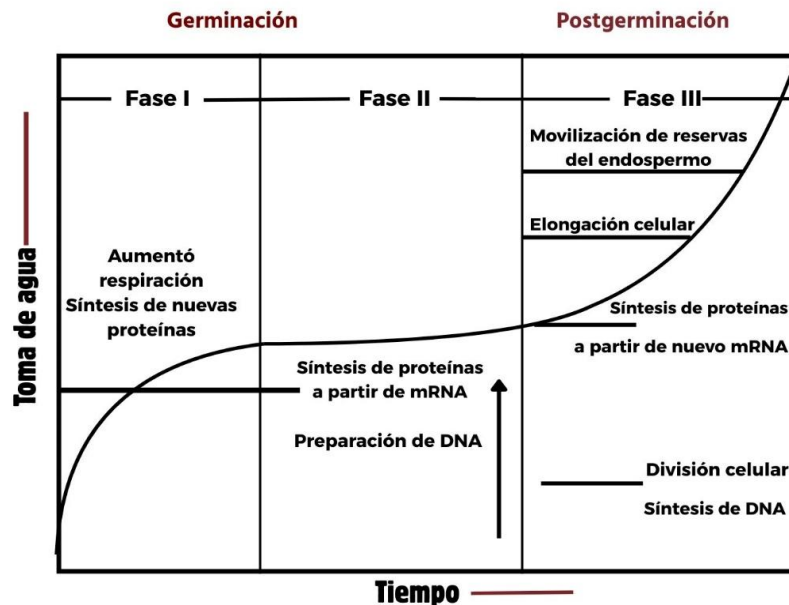


Figura 2 Curva de imbibición de agua por las semillas. Se indican las tres fases que componen a la germinación. (Armenta., 2007).

Fase I: Denominada imbibición, se caracteriza por una rápida absorción de agua del medio externo, permitiendo la rehidratación de las estructuras internas y la expansión celular. Este proceso físico marca el inicio del ciclo germinativo y presenta una duración variable en función de la especie y de las condiciones ambientales. Durante esta etapa, las condiciones del medio influyen de manera directa en la uniformidad de la

germinación, ya que un desequilibrio hídrico puede provocar la deshidratación de la semilla y su retorno al estado de latencia. En general, esta deshidratación no afecta negativamente la viabilidad de la semilla, la cual puede rehidratarse posteriormente y reiniciar el proceso germinativo (Palacios, 2000).

Fase II: Una vez que la semilla ha alcanzado un nivel de hidratación adecuado, comienza la reactivación metabólica. En esta etapa se reanudan de manera progresiva procesos bioquímicos esenciales para el crecimiento y desarrollo. Entre los principales eventos fisiológicos destacan el aumento de la respiración celular, la movilización y degradación de las reservas almacenadas (carbohidratos, lípidos y proteínas), así como la síntesis de nuevas proteínas y enzimas necesarias para la reactivación del metabolismo. Aunque durante esta fase aún no se observa la emergencia de estructuras visibles, se establecen las bases fisiológicas que permitirán la elongación celular y la posterior emergencia de la radícula.

Fase III: En esta última etapa de la germinación, paralelamente al incremento de la actividad metabólica, se produce el crecimiento y emergencia de la radícula a través de las cubiertas seminales. A partir de este punto, la semilla pierde su tolerancia a la desecación y no puede revertir el proceso; por ello, si las condiciones ambientales no son adecuadas, la plántula puede verse comprometida o morir. Una vez que la radícula ha roto la testa, se inicia el desarrollo de la plántula un proceso fisiológico complejo y variable según las especies, que implica un elevado gasto de energía que se obtiene mediante la movilización de las reservas nutritivas de la semilla. Los procesos importantes son; el crecimiento de la radícula (la primera estructura que emerge es la raíz primaria), el crecimiento del brote (después de la radícula se desarrolla, mejor conocido como embrión) y posteriormente el crecimiento y emergencia de la raíz (Matilla, 2008). Durante esta etapa, la movilización de las reservas almacenadas en las semillas (glúcidos, proteínas y lípidos), en mayor o menor proporción según la especie considerada, resulta esencial para sostener el crecimiento inicial hasta que la plántula es capaz de establecer un sistema fotosintético funcional.

2.3 Mecanismos fisiológicos en la germinación y desarrollo temprano

2.3.1 Activación de rutas metabólicas

La movilización de reservas durante la germinación ha sido estudiada principalmente en semillas de cereales y leguminosas; por ello, los mecanismos descritos a continuación se centran en estos grupos vegetales, que constituyen modelos ampliamente utilizados en fisiología de semillas (Coll et al., 2019). Durante la germinación, la activación metabólica del embrión depende de la degradación controlada de los compuestos de reserva acumulados en los tejidos de almacenamiento, lo que permite suministrar energía y precursores metabólicos esenciales para el crecimiento inicial de la plántula.

Movilización de glúcidos: Los glúcidos, particularmente el almidón, representan la principal reserva energética en muchas semillas. La hidrólisis del almidón es un proceso clave para liberar glucosa, la cual es utilizada como fuente inmediata de energía a través de la respiración celular. Este proceso se inicia con la síntesis y liberación de giberelinas por el embrión, hormonas que inducen la expresión de enzimas hidrolíticas, como las α -amilasas, responsables de la degradación del almidón en azúcares solubles.

Movilización de proteínas: En semillas con bajo contenido de carbohidratos de reserva, las proteínas desempeñan un papel central como fuente de nitrógeno y carbono. La degradación de proteínas de almacenamiento genera aminoácidos libres que son utilizados tanto en la síntesis de nuevas proteínas como en rutas catabólicas para la obtención de energía. Este proceso es mediado por proteasas específicas, cuya síntesis y actividad también están reguladas por giberelinas producidas por el embrión en germinación (Suárez & Melgarejo, 2010).

Movilización de lípidos: Los lípidos, principalmente en forma de triacilglicéridos, constituyen la principal reserva en semillas oleaginosas. La acción de lipasas permite su hidrólisis en glicerol y ácidos grasos, los cuales son posteriormente incorporados al metabolismo energético. Los ácidos grasos son oxidados mediante la β -oxidación y el ciclo del glioxilato, contribuyendo a la producción de carbohidratos y energía necesarios para el desarrollo temprano de la plántula.

En conjunto, estos procesos evidencian que la movilización de reservas durante la germinación implica la degradación coordinada de macromoléculas complejas en unidades metabólicamente utilizables, asegurando el suministro energético y estructural requerido para el establecimiento inicial de la planta (Sánchez et al., 2019).

2.3.2 Fitohormonas y reguladores de crecimiento

Las fitohormonas vegetales y reguladores del crecimiento son mensajeros químicos producidos dentro de la planta que controlan su crecimiento y desarrollo en respuesta a señales ambientales; pequeñas fluctuaciones en los niveles de fitohormonas alteran la dinámica celular y, por lo tanto, desempeñan un papel central en la regulación de las respuestas del crecimiento de las plantas a estos factores ambientales (Llanes et al., 2016). Estas moléculas señaladoras coordinan la activación metabólica del embrión, la movilización de reservas, la elongación celular y las respuestas adaptativas a condiciones ambientales como disponibilidad hídrica, temperatura y estrés biótico o abiótico (Jordán et al., 2006; Taiz et al., 2015).

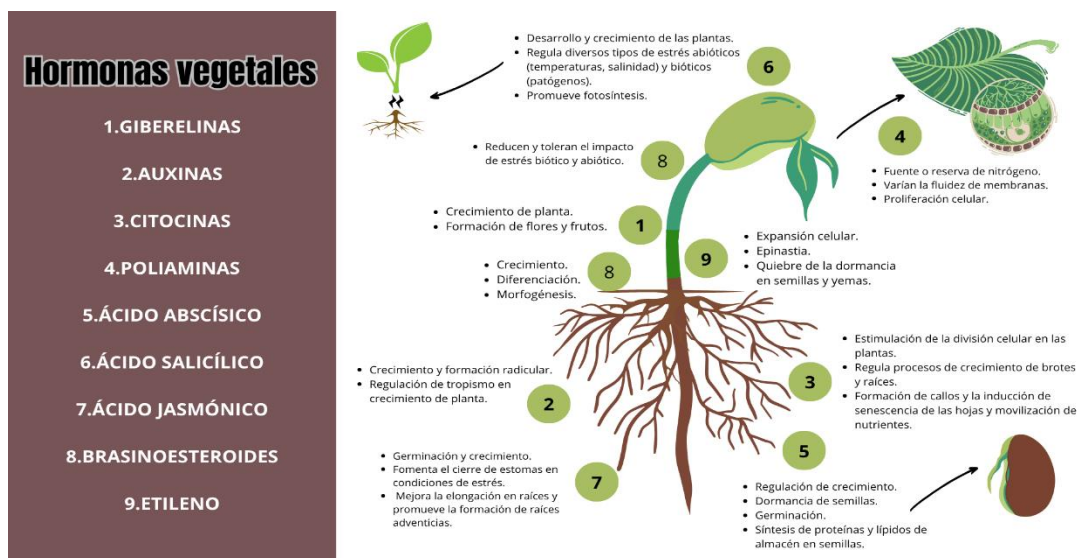


Figura 3 Función de hormonas vegetales en la germinación y crecimiento en plantas. Elaboración propia.

Giberelinas (GAs): Las giberelinas son las principales hormonas promotoras de la germinación. Su función clave consiste en romper la dormancia fisiológica y activar la movilización de reservas, particularmente en semillas de cereales. Durante la imbibición,

el embrión sintetiza giberelinas que difunden hacia los tejidos de almacenamiento, donde inducen la expresión de enzimas hidrolíticas como α -amilasas, proteasas y lipasas, responsables de la degradación del almidón, proteínas y lípidos, respectivamente. Este proceso suministra azúcares, aminoácidos y ácidos grasos necesarios para la respiración y el crecimiento del embrión (Bewley et al., 2013).

Ácido abscísico (ABA): El ácido abscísico es la principal hormona asociada al mantenimiento de la dormancia y a la inhibición de la germinación. Durante el desarrollo de la semilla, el ABA promueve la acumulación de proteínas y lípidos de reserva, así como la adquisición de tolerancia a la desecación. En la germinación, niveles elevados de ABA antagonizan la acción de las giberelinas, inhibiendo la movilización de reservas y la elongación del embrión, especialmente en cereales. La disminución del contenido de ABA o el aumento de la relación GA/ABA es un factor determinante para la ruptura de la dormancia y el inicio del crecimiento embrionario (Finkelstein et al., 2008).

Auxinas: Las auxinas, principalmente el ácido indolacético (IAA), participan en la regulación del crecimiento celular durante las etapas tempranas de la germinación. Aunque no son las principales inductoras del proceso germinativo, desempeñan un papel en la etapa posgerminativa. Las auxinas estimulan el alargamiento de las células del hipocótilo y la radícula, y regulan la formación de raíces laterales, contribuyendo al anclaje y absorción inicial de agua y nutrientes. Asimismo, intervienen en la regulación de los tropismos, permitiendo la orientación direccional del crecimiento en respuesta a estímulos ambientales como la luz y la gravedad (Alcántara et al., 2019).

Etileno: El etileno actúa como modulador de la germinación, particularmente en semillas con dormancia fisiológica o bajo condiciones de estrés. Esta hormona gaseosa favorece la ruptura de la dormancia y puede estimular la germinación al contrarrestar parcialmente los efectos inhibitorios del ABA. Además, regula la expansión celular y la arquitectura de la plántula durante la emergencia, promoviendo la expansión radial de tejidos y facilitando la salida del embrión del tegumento. Su producción suele incrementarse bajo condiciones de estrés como inundación o compactación del suelo (Matilla & Matilla-Vázquez, 2008).

Ácido jasmónico (JA) y ácido salicílico (SA): El ácido jasmónico y el ácido salicílico participan principalmente como moduladores de la germinación bajo condiciones de estrés. El JA puede influir en la elongación radicular y en la formación de raíces adventicias, mientras que el SA está involucrado en la regulación de respuestas antioxidantes y defensivas durante la germinación. Ambas moléculas contribuyen a la adaptación de las semillas a condiciones adversas, integrando señales hormonales con respuestas de defensa frente a estrés abiótico y biótico (Wasternack et al., 2014).

Brasinoesteroides (BR): Son hormonas esteroideas esenciales para el crecimiento vegetal que participan en la germinación mediante la estimulación de la elongación y la división celulares en el embrión. Los BR pueden superar el efecto adverso del estrés abiótico en la germinación de las semillas en casi todas las semillas endospermicas, pero no tienen ningún efecto en la germinación de algunas semillas no endospermicas (Llanes et al., 2016). Estas hormonas actúan de manera sinérgica con auxinas y giberelinas, favoreciendo el desarrollo temprano de la plántula y aumentando la tolerancia a condiciones de estrés abiótico durante la emergencia, como salinidad o déficit hídrico (Alcántara et al., 2019).

2.4 Dormancia

La dormancia de las semillas corresponde a un estado fisiológico en el cual semillas viables no germinan aun cuando se cumplen los requerimientos ambientales necesarios, debido a restricciones impuestas por los tejidos circundantes del embrión o por factores internos de tipo fisiológico y/o morfológico que regulan el inicio del proceso germinativo. La dormición de las semillas tiene gran importancia ecológica al optimizar la distribución de la germinación tanto en el tiempo como en el espacio (Matilla., 2008).

Se pueden distinguir diferentes tipos de dormancia según el momento de desarrollo que comienza. Las semillas maduras recién dispersas que no germinan en condiciones normales presentan dormancia primaria, generalmente inducida por el ácido abscísico (ABA) durante la maduración de la semilla. Una vez perdida la dormancia primaria, las semillas pueden adquirir una fase secundaria principalmente impuesta por factores

fisiológicos y morfológicos que inhiben la germinación durante un período de tiempo (Quiroz, 2015).

2.4.1 Dormición impuesta por los tejidos de la cubierta seminal

Este tipo de dormancia ocurre cuando los tejidos que rodean al embrión, tales como la testa, el endospermo, el pericarpio u otros tejidos asociados, ejercen restricciones que impiden o retrasan la germinación. Dichas restricciones pueden manifestarse de diversas formas (Suárez et al., 2010):

- (i) Limitación del transporte de agua hacia el interior de la semilla, impidiendo una imbibición adecuada;
- (ii) Presencia de endospermos con paredes celulares gruesas o rígidas que dificultan la penetración de la radícula;
- (iii) Reducción del suministro de oxígeno al embrión, lo que limita la respiración necesaria para la activación metabólica; y
- (iv) Acumulación de metabolitos secundarios inhibidores, como ácidos fenólicos, taninos y cumarinas, cuya eliminación mediante el lavado repetido de las semillas con agua puede favorecer la germinación.

2.4.2 Dormición embrionaria

La dormancia fisiológica constituye el tipo más frecuente de dormancia en semillas y se caracteriza por la incapacidad del embrión para reanudar el crecimiento, aun cuando las condiciones ambientales sean favorables. Este tipo de dormancia puede clasificarse en no profunda y profunda, en función de su sensibilidad a tratamientos con giberelinas (GAs), fitohormonas que promueven la germinación al contrarrestar los efectos inhibitorios asociados principalmente al ácido abscísico (ABA).

En la dormancia fisiológica no profunda, la aplicación exógena de GAs puede ser suficiente para inducir la germinación, mientras que en la dormancia fisiológica profunda

se requieren tratamientos adicionales, como la estratificación en frío o en calor, para su eliminación. La dormancia morfológica se debe a un desarrollo embrionario incompleto en el momento de la dispersión de la semilla. En este caso, el embrión es viable pero inmaduro, y la germinación solo ocurre tras la finalización de su crecimiento, proceso que generalmente depende del tiempo y de condiciones ambientales adecuadas, más que de reguladores hormonales (Matilla., 2008).

Por su parte, la dormancia morfofisiológica resulta de la combinación de un embrión morfológicamente inmaduro y la presencia simultánea de restricciones fisiológicas que inhiben su crecimiento. La superación de este tipo de dormancia suele requerir la aplicación secuencial o combinada de tratamientos de estratificación cálida y fría, y en algunos casos puede ser favorecida por la aplicación de giberelinas, dependiendo de la especie y del grado de dormancia.

La dormición fisiológica es la más predominante en todo tipo de semillas y puede a su vez dividirse en no profunda y profunda, según que el tratamiento con GAs sea o no efectivo, para eliminarla. La dormancia morfológica se debe a un efecto en el crecimiento del embrión, el cual permanece durmiente hasta que su desarrollo ha finalizado con éxito. Se le conoce dormancia morfofisiológica a una anomalía en el desarrollo del embrión y a la intervención de un componente fisiológico y para eliminarla se necesita de calor y de estratificación en frío, o simplemente de Gas (García Pérez et al., 1999).

2.5 Factores externos que influyen en la germinación

Una vez superadas las restricciones asociadas a la dormancia, el inicio y la velocidad del proceso germinativo dependen de factores externos clave, tales como la disponibilidad de agua, el suministro de oxígeno, la temperatura y la luz, los cuales actúan como señales ambientales que modulan la activación metabólica, la respiración celular y la movilización de las reservas de almacenamiento.

2.5.1 Hidratación

La sensibilidad de las semillas a la disponibilidad hídrica es variable según la especie; sin embargo, tanto el déficit como el exceso de agua pueden afectar negativamente el proceso de germinación. En condiciones de déficit hídrico, la disminución del potencial hídrico del medio limita la absorción de agua, lo que reduce la velocidad de germinación y puede incrementar la susceptibilidad de las semillas al ataque de patógenos, particularmente hongos (Urbano, 2015).

Durante la germinación, la absorción de agua no solo permite la hidratación de los tejidos, sino que también desencadena la activación de enzimas hidrolíticas responsables de la movilización de las reservas almacenadas, como almidones, proteínas y lípidos, transformándolos en compuestos de menor peso molecular (azúcares, aminoácidos y ácidos grasos) que son utilizados como fuente de energía y carbono para el desarrollo del embrión (Doria, 2010). Estos compuestos solubles participan, además, en la regulación del potencial osmótico celular.

El agua también desempeña un papel fundamental en la respiración celular al facilitar la disolución y el transporte interno de metabolitos. No obstante, un exceso de agua puede resultar desfavorable, ya que limita la difusión de oxígeno hacia el embrión, generando condiciones de hipoxia que inhiben la germinación (Suárez & Melgarejo, 2010). En algunas especies, este efecto se ve acentuado por la formación de capas de mucílago que restringen el intercambio gaseoso.

La salinidad del suelo representa otro factor estrechamente vinculado al ajuste osmótico, ya que la presencia de sales reduce el potencial hídrico del medio, dificultando la entrada de agua a la semilla y retrasando o impidiendo la germinación. En este sentido, se ha reportado que semillas de alfalfa (*Medicago sativa* L.) presentan una alta sensibilidad a condiciones salinas, mostrando reducciones irreversibles en su capacidad germinativa incluso después de la eliminación del estrés (Urbano, 2015).

Además de la disponibilidad hídrica externa, las semillas poseen mecanismos fisiológicos de ajuste osmótico que les permiten mantener el equilibrio hídrico celular bajo condiciones de estrés. La osmorregulación en plantas con bajo potencial hídrico depende de la síntesis y acumulación de osmoprotectores u osmolitos, como proteínas solubles, azúcares y alcoholes de azúcar, compuestos de amonio cuaternario y aminoácidos, como la prolina (Ozturk et al., 2020). Los cuales contribuyen a la disminución del potencial osmótico celular y favorecen la absorción de agua.

2.5.2 Oxígeno

El oxígeno es un factor esencial para la germinación de las semillas, ya que participa directamente en la respiración celular, proceso mediante el cual se obtiene la energía necesaria para la activación metabólica y el crecimiento del embrión. Durante la imbibición, el oxígeno llega al interior de la semilla principalmente disuelto en el agua absorbida, permitiendo la transición desde un estado metabólicamente latente hacia uno activo (Bewley et al., 2013).

El oxígeno es necesario para que este proceso ocurra de manera eficiente, tiene un papel muy importante ya que es parte de la respiración aeróbica. Si no hay oxígeno suficiente, la semilla no podrá obtener la energía necesaria para así desarrollar sus estructuras y crecer adecuadamente. La disponibilidad de oxígeno puede verse limitada por características estructurales y químicas de la semilla, como la presencia de cubiertas seminales poco permeables, compuestos fenólicos o capas de mucílago, que restringen la difusión gaseosa. Asimismo, factores ambientales como el exceso de agua o las altas temperaturas pueden reducir la solubilidad del oxígeno en el medio, generando condiciones de hipoxia que inhiben o retrasan la germinación (Urbano, 2015).

Desde el punto de vista metabólico, la germinación se caracteriza por un incremento progresivo en la actividad respiratoria. En semillas secas, la respiración es mínima; sin embargo, tras el inicio de la imbibición se observa un aumento significativo en el consumo de oxígeno, asociado a la reactivación de rutas metabólicas como la glucólisis, el ciclo de las pentosas fosfato y el ciclo de Krebs. Estas vías permiten la producción de ATP,

poder reductor y metabolitos intermediarios necesarios para la intensa actividad biosintética que ocurre durante la germinación (Moreno et al., 2020).

La respiración durante la germinación puede describirse en cuatro etapas generales. En la etapa I, ocurre un rápido incremento del consumo de oxígeno en las primeras horas tras la imbibición, asociado a la hidratación de los tejidos. En la etapa II, la actividad respiratoria se estabiliza temporalmente, posiblemente debido a la limitación física impuesta por las cubiertas seminales. La etapa III se caracteriza por un nuevo aumento en la respiración, coincidente con la ruptura de la testa y la emergencia de la radícula, así como con la activación y biogénesis mitocondrial en el eje embrionario. Finalmente, en la etapa IV se observa una disminución de la actividad respiratoria, relacionada con la movilización y agotamiento de las reservas de los cotiledones (Bewley et al., 2013; Moreno et al., 2020).

2.5.3 Temperatura

La temperatura es un factor determinante en la germinación de las semillas, ya que regula la velocidad de las reacciones químicas y metabólicas involucradas en la activación del embrión. Cada especie vegetal presenta un umbral térmico definido por temperaturas mínima, óptima y máxima, dentro del cual la germinación puede ocurrir de manera eficiente. Alteraciones sostenidas fuera de este rango, particularmente respecto a la temperatura óptima, pueden generar daños irreversibles en el crecimiento y desarrollo inicial de la planta (Lincoln et al., 2007).

Las respuestas de las plantas al estrés térmico pueden ser directas, afectando procesos fisiológicos básicos como la respiración y la estabilidad de membranas, o indirectas, al modificar el patrón de desarrollo y la transición entre etapas fenológicas. En este sentido, el impacto de la temperatura no se limita al momento de la germinación, sino que puede extenderse a etapas posteriores del desarrollo vegetal. Por ejemplo, la exposición de semillas en desarrollo a altas temperaturas puede provocar una disminución del vigor, retrasos en la germinación y una menor capacidad de emergencia, comprometiendo el establecimiento de las plántulas (Wahid, 2007).

Así mismo, las temperaturas bajas, entendidas como aquellas inferiores al umbral requerido para la actividad fisiológica normal, también afectan negativamente la germinación y el crecimiento inicial. Bajo estas condiciones se produce una disminución de la actividad metabólica, caracterizada por la reducción de la actividad enzimática, respiratoria y fotosintética, así como por una menor absorción de agua y nutrientes. La magnitud de estas alteraciones depende de la especie y de su grado de adaptación al ambiente térmico (Terrón, 2015).

2.5.4 Luz

La luz es un factor esencial para llevarse a cabo la germinación de las semillas, ya que influye en diversos procesos metabólicos y de desarrollo de la planta. Sin embargo, no todas las semillas requieren de la misma cantidad o el tipo de luz para germinar. El efecto que las condiciones de iluminación tienen sobre las semillas permite clasificar a esta en tres categorías:

- (i) **Semillas fotoblásticas positivas:** requieren la presencia de luz para germinar y cuya germinación es estimulada principalmente por la luz roja.
- (ii) **Semillas fotoblásticas negativas:** cuya germinación es inhibida por la luz y ocurre preferentemente en condiciones de oscuridad.
- (iii) **Semillas no fotoblásticas:** germinan tanto en presencia como en ausencia de luz (Urbano., 2015).

La fotosensibilidad de las semillas tiene una clara implicación ecológica y agronómica. En especies con semillas fotoblásticas positivas, la germinación ocurre únicamente cuando las semillas se encuentran cerca de la superficie del suelo, lo que asegura condiciones favorables para la emergencia de la plántula. Por el contrario, las semillas fotoblásticas negativas requieren cierta profundidad en el suelo, donde la ausencia de luz evita el efecto inhibitorio de la radiación lumínica. Cabe destacar que la transmisión de luz a través del suelo es muy limitada; se ha estimado que solo alrededor del 2 % de la luz incidente atraviesa los primeros milímetros de un sustrato arenoso, lo que explica la

fuerte dependencia de la profundidad de siembra en este tipo de semillas (Bewley et al., 2013).

En conjunto, la respuesta a la luz durante la germinación constituye un mecanismo adaptativo que permite a las semillas sincronizar su emergencia con condiciones ambientales favorables, optimizando así el establecimiento de las plántulas.

2.6 Hidrolizados de proteína (HPs)

Los hidrolizados de proteína (HPs) constituyen un grupo de bioestimulantes no microbianos de origen orgánico ampliamente utilizados en la agricultura moderna (Sani y Yong, 2022). Los cuales suelen ser aplicados en todas las etapas de crecimiento de las plantas, ya sea en hojas, raíces e incluso en tratamientos de semillas Arámbula et al. (2023). Los HPs, favorecen el aprovechamiento de nutrientes, incrementan la tolerancia frente a condiciones ambientales adversas y mejoran la calidad de los cultivos, independientemente de su aporte nutrimental directo (Van Oosten et al., 2017). Desde el punto de vista fisiológico, los efectos de los HPs se asocian principalmente con la inducción de respuestas metabólicas específicas relacionadas con el metabolismo primario, el crecimiento y el desarrollo vegetal. (**Figura 4**).

Estos bioestimulantes pueden derivarse fuentes proteicas de origen vegetal y/o animal, el aprovechamiento de residuos agropecuarios como residuos de la industria del cuero, harina de sangre, subproductos pesqueros, plumas de ave y caseína, así como de fuentes vegetales, incluyendo semillas de leguminosas y residuos vegetales, representan una estrategia plausible para la obtención de HPs (Sun et al., 2024). Los cuales se obtienen mediante procesos de hidrólisis controlada (térmica, química y/o enzimática), lo que genera mezclas complejas de aminoácidos libres, péptidos, proteínas de bajo peso molecular, así como compuestos minerales disponibles para las plantas (Gaidau et al., 2021)

En particular, se ha demostrado que los HPs pueden influir en procesos clave como la activación metabólica temprana, el desarrollo radicular inicial, la germinación de semillas y la eficiencia en el uso de nutrientes, además de inducir tolerancia frente a factores de estrés abiótico y biótico (Du Jardin, 2015). En este contexto, durante la germinación los HPs adquieren especial relevancia debido a su capacidad para aportar compuestos fácilmente asimilables durante la imbibición.

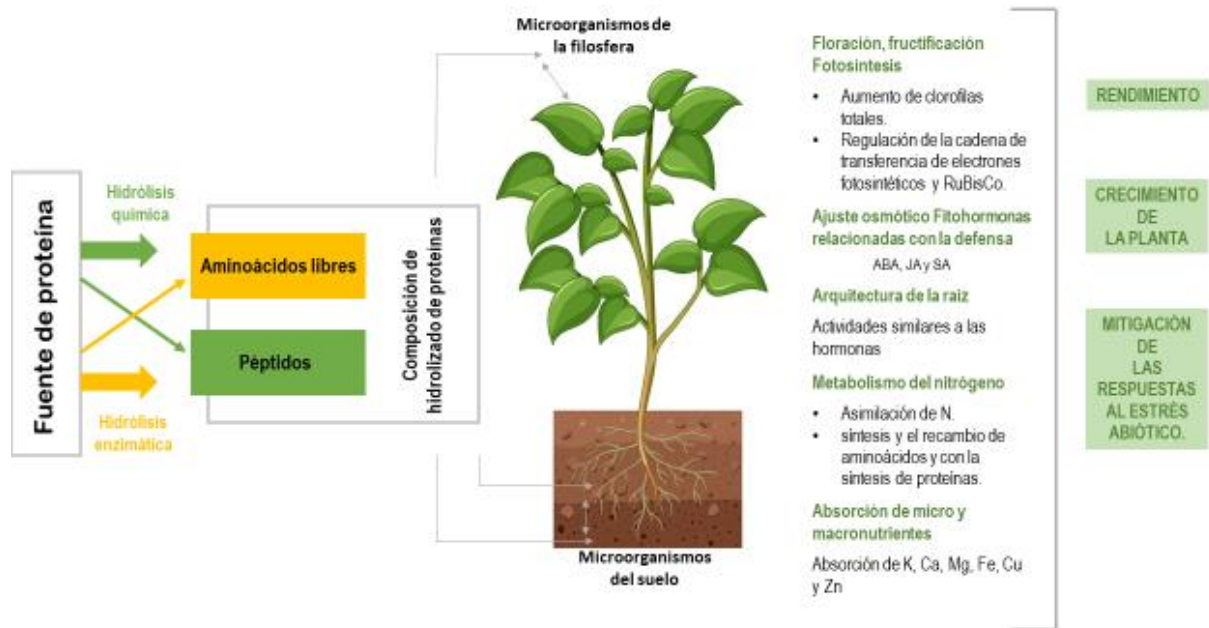


Figura 4 Composición y efectos de los hidrolizados de proteína sobre el desarrollo de las plantas y su respuesta al estrés abiótico (Malécange et al., 2023).

Estos compuestos pueden actuar como señales metabólicas y osmoprotectoras, favoreciendo la respiración celular, la síntesis de ATP y el crecimiento inicial del embrión, contribuyendo así a mejorar la emergencia y el establecimiento temprano de las plántulas (Fitriyah et al., 2019; Colla et al., 2017). Por lo que, el uso de HPs representa una estrategia prometedora para optimizar la germinación bajo condiciones ambientales variables o subóptimas (Bullor et al., 2023).

2.6.1 Composición bioactiva de Hidrolizados de proteína (HPs)

Aminoácidos libres

Son sustancias nutritivas de fácil absorción y asimilación tanto por vía foliar como radicular, se transportan rápidamente a los órganos de la planta, en los que existe mayor demanda debido a su actividad. Los aminoácidos tienen una importante actividad biocatalizadora de reacciones enzimáticas, activan la síntesis de fitohormonas, así como un importante papel como nutriente directo de fácil asimilación, que no siempre es necesario de metabolizar. (Sun et al., 2024).

Péptidos de bajo peso molecular

Son pequeñas estructuras constituidas por aminoácidos, unidos entre sí por enlaces covalentes que representan en sus grupos amino y carboxilo libre, su tamaño oscila en cadenas de menos de 50 aminoácidos unidos covalentemente, con un peso molecular menor a 5000 Da. Representan subconjuntos de la materia en los proteomas vegetales. Mediante patrones de expresión diferencial y modos de acción, actúan como reguladores de gran interés en el crecimiento y desarrollo de las plantas. Entre las funciones biológicas los péptidos de bajo peso molecular dan respuesta al estrés abiótico en las plantas, en el crecimiento de raíces, la morfogénesis y la reproducción vegetal (Correa., 2012).

3 Antecedentes

La efectividad de los HPs como bioestimulantes ha sido evaluada en diferentes cultivos y a partir de diversas fuentes proteicas. Por ejemplo, Farfán-Flores (2025) reportó que un hidrolizado de lana de oveja aplicado de forma foliar en avena (*Avena sativa* L.) incrementó significativamente el crecimiento vegetal y mejoró la calidad morfológica del cultivo, destacando su potencial como bioinsumo agrícola. De manera similar, Ceccarelli et al. (2021) demostraron que hidrolizados derivados de biomasa vegetal promovieron el enraizamiento y el desarrollo radicular en tomate (*Solanum lycopersicum* L.), efectos asociados a la regulación hormonal mediada por auxinas y giberelinas.

Otros estudios han evidenciado resultados positivos con HPs de origen animal. Marfà et al. (2008) observaron que un hidrolizado de hemoglobina porcina incrementó la biomasa radicular, la floración y la producción de frutos en fresa (*Fragaria vesca* L.). Asimismo, Tanmay et al. (2013) evaluaron un hidrolizado enzimático de plumas de pollo en garbanzo (*Cicer arietinum* L.), reportando mejoras en la fertilidad del suelo, incrementos en los contenidos de N, P y K, una mayor presencia de microorganismos fijadores de nitrógeno y un crecimiento vegetal superior, sin evidenciar efectos tóxicos en el cultivo o el suelo.

De igual manera, Xu et al. (2017) demostraron que hidrolizados derivados de pescado, aplicados en solución nutritiva, mejoraron significativamente la germinación, el contenido de clorofila, la tasa fotosintética y el desarrollo radicular en lechuga (*Lactuca sativa* L.). Resultados similares fueron reportados por Mendoza (2017), quien evaluó un hidrolizado de cáscara de huevo en rábano (*Raphanus sativus*), observando efectos positivos tanto en la germinación de semillas como en el crecimiento y desarrollo de las plántulas.

No obstante, a pesar de la evidencia existente sobre los efectos positivos de los HPs en el crecimiento y desarrollo vegetal, la información relacionada con su impacto directo sobre la germinación de semillas y el vigor inicial de plántulas es aún limitada, particularmente en especies de relevancia agroproductiva como alfalfa (*Medicago sativa*), avena (*Avena sativa*) y chile (*Capsicum annuum*). En este sentido, resulta necesario profundizar en el estudio del efecto bioestimulante de hidrolizados de proteína

durante las etapas tempranas del desarrollo vegetal, con el fin de ampliar su potencial de aplicación en sistemas agrícolas sostenibles.

4 Justificación

El uso de bioestimulantes representa una estrategia prometedora para mejorar la sustentabilidad de los cultivos agrícolas. Entre estos insumos, los hidrolizados de proteína (HPs) han demostrado efectos positivos sobre el crecimiento y desarrollo vegetal; sin embargo, la mayoría de las investigaciones se han enfocado en etapas fenológicas posteriores a la germinación, existiendo información limitada respecto a su efecto directo sobre la germinación de semillas y el vigor inicial de las plántulas.

Los HPs contienen compuestos bioactivos como aminoácidos libres, péptidos y oligopéptidos de bajo peso molecular, los cuales pueden actuar como fuentes de nitrógeno orgánico y como moduladores de procesos fisiológicos asociados a la activación metabólica y al establecimiento temprano de las plantas. En particular, los hidrolizados alcalino-enzimáticos de lana de oveja constituyen una alternativa de alto interés, ya que permiten valorizar un subproducto agroindustrial de bajo valor económico y transformarlo en un bioinsumo con potencial aplicación agrícola. En este contexto, la presente investigación se justifica por su contribución al conocimiento científico sobre el efecto de hidrolizados alcalino-enzimáticos de lana de oveja en la germinación de alfalfa (*Medicago sativa* L.), avena (*Avena sativa* L.) y chile (*Capsicum annuum*), así como por su posible aplicación en el desarrollo de insumos agrícolas sostenibles que favorezcan el establecimiento temprano de cultivos de importancia agro-productiva.

5 Hipótesis

La aplicación de hidrolizados alcalino-enzimáticos de lana de oveja ejercerá un efecto bioestimulante sobre la germinación y post-germinación temprana de semillas de alfalfa (*Medicago sativa* L.), avena (*Avena sativa* L.) y chile (*Capsicum annuum* L.), incrementando el porcentaje y velocidad de germinación, así como variables fisiológicas asociadas al establecimiento temprano.

6 Objetivos

6.1 Objetivo General

Evaluar el potencial bioestimulante de hidrolizados alcalino-enzimáticos de lana de oveja en la germinación de semillas de chile (*Capsicum annuum* L.), alfalfa (*Medicago sativa* L.) y avena (*Avena sativa* L.) mediante la evaluación de parámetros germinativos en cultivos de importancia agro-productiva.

6.2 Objetivos Específicos

1. Realizar una prueba preliminar en semillas de chile (*Capsicum annuum* L.) para evaluar su sensibilidad a diferentes concentraciones de hidrolizados alcalino-enzimáticos de lana de oveja, con el fin de identificar concentraciones compatibles que promuevan la germinación.
2. Evaluar el efecto de hidrolizados alcalino-enzimáticos de lana de oveja sobre la germinación de semillas de alfalfa (*Medicago sativa* L.) y avena (*Avena sativa* L.), mediante la terminación de parámetros germinativos a diferentes concentraciones.

7 Materiales y métodos

7.1 Material biológico

Las semillas de alfalfa (*Medicago sativa* L.) variedad San Miguelito fueron adquiridas de la comercializadora COBO®, mientras que las semillas de avena (*Avena sativa* L.) variedad Turquesa se obtuvieron de la empresa GRUPO VIDA®. Las semillas de chile (*Capsicum annuum* L.) correspondieron a las variedades comerciales Serrano y De Árbol, adquiridas de la empresa Rancho Los Molinos. Todas las semillas utilizadas fueron semillas comerciales tratadas, libres de impurezas visibles y con un porcentaje de germinación reportado por el proveedor superior al 85%.

7.2 Hidrolisis alcalino-enzimática de lana de oveja

Los hidrolizados fueron obtenidos a partir de un proceso de hidrólisis alcalino-enzimático (Farfán-Flores, 2025). La hidrólisis alcalina se realizó con NaOH al 2.5% p/v, durante 4h a 80 °C en agitación durante 24 h y decantó. El pH fue ajustado a 8 con ácido acético (1:10), y se filtró a través de un tamiz de aluminio de No. 32 (tamaño de poro 0.5 mm x 0.5 mm, la fase soluble de la hidrólisis alcalina (HK), se hidrolizó enzimáticamente utilizando una serina proteasa de *Bacillus* sp. (Esperase®) con actividad ≥ 8 U/g a pH 8, las condiciones de hidrólisis fueron a 55 °C en agitación constante durante 4 h. Posteriormente se ajustó el pH a 7 con ácido sulfúrico (1:10) y se centrifugó a 10,000 rpm durante 15 min, el sobrenadante se denominó (HK+E) (Farfán-Flores, 2025).

El hidrolizado fue filtrado al vacío utilizando papel filtro normal con tamaño de poro de 20-25 μm , posteriormente se utilizó papel Whatman No. 4 a 20-25 μm , después se utilizó un filtro de No. 1 a 10 μm , y por último se filtró de No.5 a 2.5 μm . Finalmente, el hidrolizado se esterilizó del hidrolizado mediante un filtro de membrana de 0.22 μm estéril, se congeló a -20 °C hasta su uso.

7.3 Preparación y desinfección de las semillas

El proceso de desinfección de semillas se realizó colocando las semillas en una disolución de hipoclorito de sodio al 4% durante 30 minutos, se retiró el agua de las semillas y en campana de flujo laminar se realizaron 4 lavados de agua estéril. Después del proceso de desinfección las semillas se enjuagaron con agua estéril y fueron puestas en remojo en agua estéril por un tiempo determinado de 24 horas, con el objetivo de activar la vida latente de la semilla e iniciar su actividad enzimática; de esta manera se ablanda la cutícula de la semilla y facilita la salida de la radícula. Terminado el proceso de remojo las semillas se sumergieron en agua estéril durante 5 minutos y se colocaron en gasas estériles permitiendo el drenaje de agua en completa oscuridad. A esta etapa se le conoce como oreo de semillas y se dejaron por un tiempo de 24 horas (Calaña et al., 2019).

7.4 Prueba preliminar de sensibilidad en semillas de chile

Con el fin de evaluar la sensibilidad de las semillas de chile (*Capsicum annuum* L.) de las dos variedades a los hidrolizados alcalino-enzimáticos de lana de oveja y definir rangos de concentración compatibles con la germinación, se realizó una prueba preliminar. Todo el material utilizado (cajas Petri, papel filtro y agua destilada) fue esterilizado en autoclave a 121 °C y 15 psi durante 15 min. Se evaluaron dos concentraciones del hidrolizado HK+E:

- Dilución: 1:500 (60 µL de hidrolizado + 15 mL de agua estéril)
- Dilución: 1:50 (600 µL de hidrolizado + 15 mL de agua estéril)
- Control (agua estéril).

Las semillas se colocaron en cajas Petri con papel filtro estéril humedecido con la solución correspondiente a cada tratamiento y se incubaron en cámara de germinación. Los resultados de esta prueba permitieron identificar una alta sensibilidad de las semillas de chile a concentraciones elevadas del hidrolizado.

7.5 Evaluación del efecto bioestimulante en la germinación de alfalfa y avena

Para la evaluación en semillas de alfalfa y avena se establecieron tres tratamientos:

- Dilución: 1:1000 (15 μ L de hidrolizado + 15 mL de agua estéril)
- Dilución: 1:500 (60 μ L de hidrolizado + 15 mL de agua estéril)
- Dilución: 1:100 (150 μ L de hidrolizado + 15 mL de agua estéril)
- Control (Agua estéril)

La siembra se realizó en campana de flujo laminar, colocando papel filtro estéril en cajas Petri y humedeciéndolo con 2 mL de la solución correspondiente a cada tratamiento. En cada caja se colocaron 40 semillas, estableciendo tres repeticiones por tratamiento y especie. Las cajas se incubaron en una cámara de germinación bajo un fotoperiodo de 12 h luz / 12 h oscuridad, a una temperatura de 18 °C y una humedad relativa aproximada del 95%. Estas condiciones se mantuvieron durante todo el periodo de germinación.

7.6 Variables evaluadas

El periodo de evaluación en cámara de germinación fue de aproximadamente 7 días para alfalfa y avena, y de hasta 30 días para chile. Durante este periodo se registró diariamente el número de semillas germinadas, con lo que se determinó el porcentaje de germinación y el índice de velocidad de germinación. Al final del periodo de evaluación, se midió la longitud de la radícula y la plúmula utilizando un vernier digital, y se calculó el promedio por tratamiento y especie como indicadores del desarrollo inicial de las plántulas.

7.7 Análisis estadístico

Para evaluar el efecto bioestimulante del hidrolizado de lana de oveja sobre la germinación de semillas de *Medicago sativa* y *Avena sativa*, se estableció un diseño experimental completamente al azar. Cada tratamiento contó con tres repeticiones. Los datos obtenidos fueron sometidos a un análisis de varianza (ANOVA) para determinar la existencia de diferencias estadísticamente significativas entre tratamientos. Cuando se

detectaron efectos significativos ($p < 0.05$), las medias se compararon mediante la prueba de Tukey. Todos los análisis estadísticos se realizaron utilizando el software RStudio, versión 4.4.0.

8 Resultados y discusión

8.1 Germinación en semillas de *Capsicum annuum* L.

El efecto de los hidrolizados alcalino-enzimáticos de lana de oveja sobre la germinación de semillas de *Capsicum annuum* L. mostró respuestas diferenciadas en función de la concentración y la variedad evaluada (**Figura 5**). En ambas variedades de chile, serrano y de Árbol, la aplicación del hidrolizado a concentraciones elevadas (1:50) se asoció con una reducción en el porcentaje de germinación 72% y 50%, respectivamente en comparación con el tratamiento control. Por el contrario, a concentraciones moderadas (1:500), el porcentaje de germinación fue similar al observado en el control, con valores comprendidos entre el 80% y el 92% en ambas variedades, lo que indica que, bajo estas condiciones, el hidrolizado no afectó negativamente el proceso germinativo.

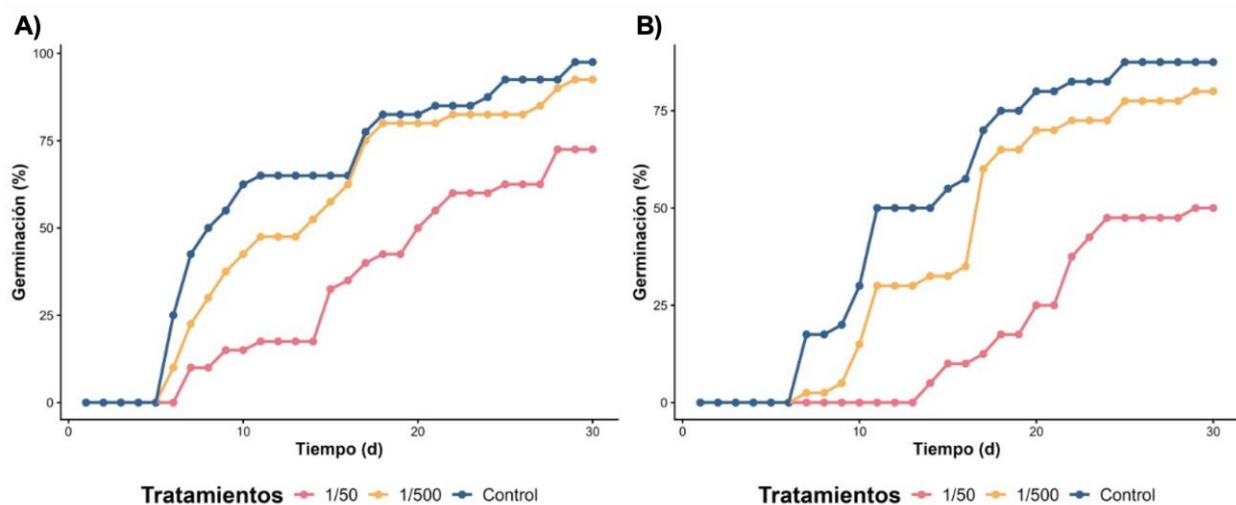


Figura 5 Cinética de germinación de semillas de chile (*Capsicum annuum* L.) tratadas con diferentes diluciones de hidrolizado de lana de oveja durante 30 d: **A)** variedad Serrano y **B)** De Árbol.

La reducción en el porcentaje de germinación observada a concentraciones elevadas del hidrolizado sugiere que las semillas de chile presentan sensibilidad a este tipo de bioinsumo durante la fase germinativa, lo cual podría estar asociado tanto a factores fisiológicos propios de la semilla como a características fisicoquímicas del hidrolizado de lana de oveja. En semillas no endospermicas, como *Capsicum annuum* L., las reservas se localizan principalmente en los cotiledones del embrión, por lo que el proceso de imbibición inicial depende en gran medida del potencial hídrico del medio (Quiroz, 2015). En este contexto, la elevada conductividad eléctrica del hidrolizado (> 3 dS/m) reportada por Farfán-Flores (2025) podría haber generado un estrés osmótico que limitó la absorción de agua por la semilla, afectando negativamente el inicio de la germinación a la dilución 1:50. Por el contrario, a concentraciones menores (1:500) no se observaron efectos negativos sobre la germinación, lo que sugiere que el hidrolizado es compatible con el proceso germinativo cuando se aplica dentro de rangos de concentración adecuados.

Este comportamiento ha sido reportado en semillas hortícolas con diferentes tipos de tejidos de reserva, como *Lens esculenta* (no endospermica) y *Amaranthus hypochondriacus* (endospermica), donde concentraciones elevadas de bioestimulantes pueden inducir estrés osmótico o alterar los procesos metabólicos tempranos de la germinación (Tejeda-Sartorius et al., 2004; Mendoza-Morales et al., 2019).

Por otra parte, las plántulas tratadas con hidrolizados de lana de oveja y el control presentaron formación definida de raíces adventicias, mayor presencia de pelos radiculares y radículas bien desarrolladas (**Figura 6**). Además, se registró la presencia de cotiledones largos y rectos, de color verde intenso y hojas primarias vigorosas sin deformaciones.

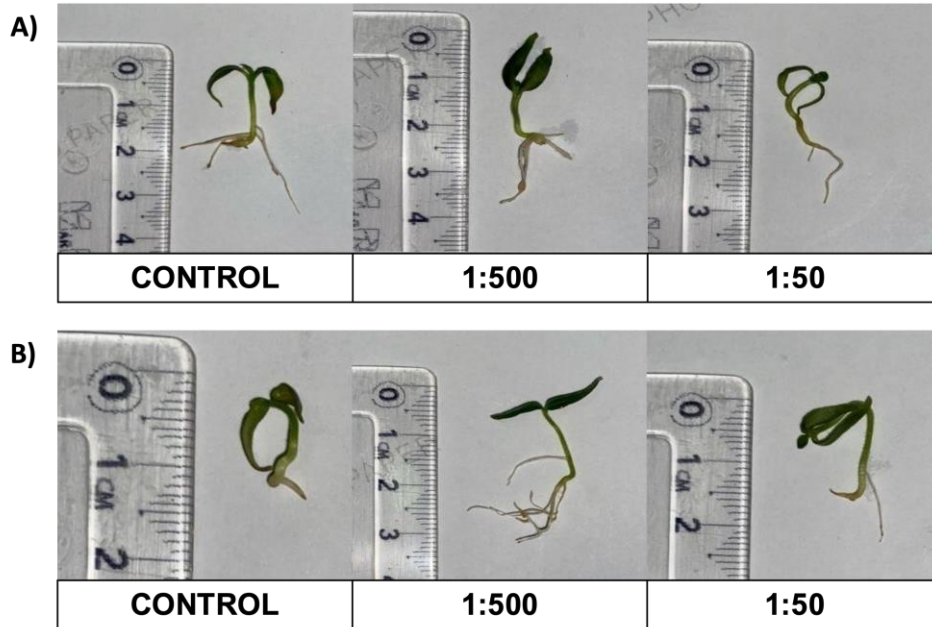


Figura 6 Plántulas de chile al día 30 tratadas con hidrolizados de lana de oveja; **A)** variedad serrano y **B)** de Árbol.

La medición de la longitud del tallo y de la raíz en las dos variedades de *C. annuum* mostro que a la dilución de 1/500, las plántulas presentaron una mayor longitud de tallo en la variedad serrano entre 2 a 2.5 cm, siendo superior a la observada en el control que fue de 1.5 a 2 cm, mientras que en la variedad de Árbol la longitud del comportamiento fue similar al control, mientras que la longitud de la raíz fue similar al control en casi todos los tratamientos. (Figura 7).

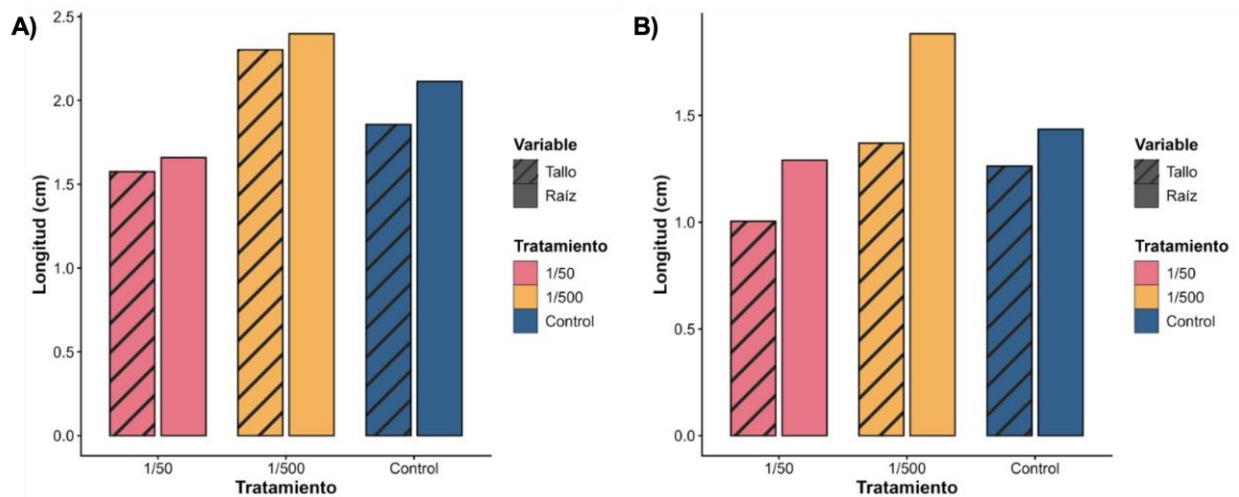


Figura 7 Longitud de tallo y raíz de las plántulas de chile al día 30 tratadas con hidrolizados de lana de oveja; **A)** variedad serrano y **B)** de Árbol.

Durante la fase post-germinativa, las plántulas dependen progresivamente de fuentes externas, una vez movilizadas las reservas de los cotiledones. En este contexto, los hidrolizados proteicos pueden actuar como fuente directa de nitrógeno orgánico, así como moléculas señalizadoras que estimulan la elongación celular y la actividad metabólica temprana, favoreciendo el crecimiento vegetal. Asimismo, se ha documentado que los aminoácidos y péptidos derivados de hidrolizados proteicos pueden mejorar la eficiencia en la absorción de nutrientes, estimular la actividad enzimática y modular rutas hormonales relacionadas con el crecimiento vegetal, particularmente aquellas asociadas a auxinas y giberelinas (Metomo et al., 2024; Colla et al., 2014). Estos mecanismos podrían explicar el incremento en el tamaño de las plántulas observado, lo que sugiere un efecto predominantemente durante las primeras etapas de desarrollo post-germinativa.

8.2 Efecto bioestimulante en la germinación de cultivos forrajeros

Se evaluó el perfil germinativo de las semillas de alfalfa (*Medicago sativa* L.) y avena (*Avena sativa* L.) sometidas a tres tratamientos con distintas concentraciones del hidrolizado, comparándose en todos los casos con un tratamiento control, constituido por semillas tratadas únicamente con agua estéril. (Figura 8).

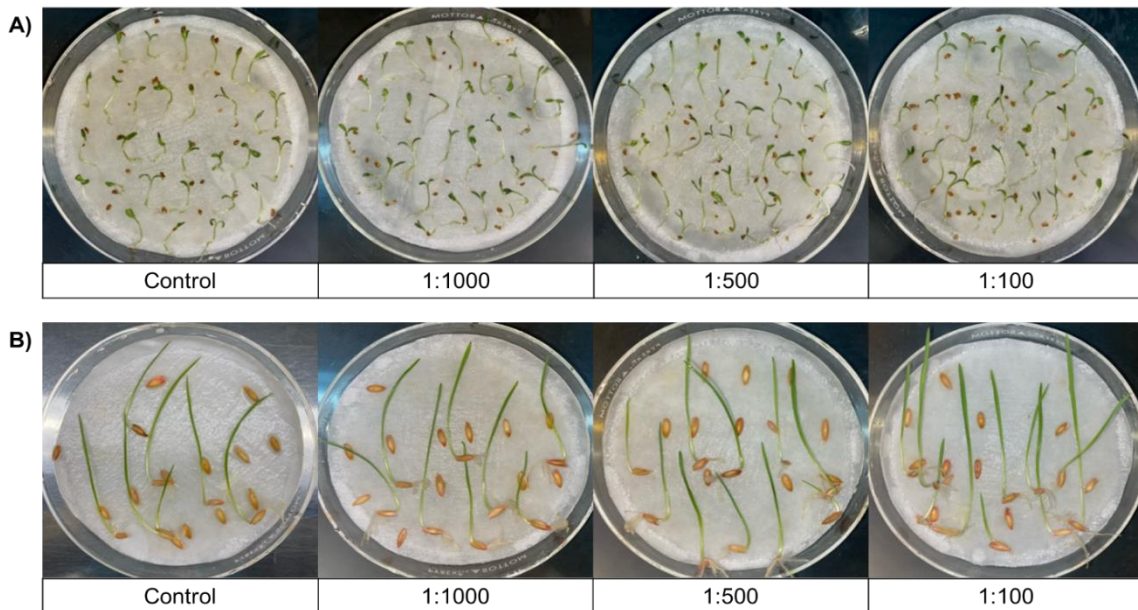


Figura 8 Cajas Petri con semillas germinadas de **A)** *Medicago sativa* y **B)** *Avena sativa*, tratadas con diferentes diluciones de hidrolizado de lana de oveja durante 7 d.

En la **Figura 9** se presenta la cinética de germinación en función del tiempo de las semillas de *M. sativa* tratadas con diferentes diluciones del hidrolizado de lana de oveja. La germinación inició aproximadamente a las 12 h posteriores a la incubación en todos los tratamientos, indican una activación fisiológica temprana de las semillas (**Figura 9A**). A las 24 h, el porcentaje de germinación fue cercano al 25 % tanto en las diferentes diluciones del hidrolizado de lana de oveja como en el tratamiento control. A partir del segundo día de incubación, las diluciones 1:500 y 1:1000 mostraron un incremento inicial en la germinación, alcanzando aproximadamente el 30 % de semillas germinadas; sin embargo, los porcentajes de germinación tendieron a homogenizarse entre los tratamientos.

Al finalizar el periodo de evaluación, todos los tratamientos con hidrolizado presentaron valores superiores al control, el cual registró el menor porcentaje de germinación (45.2 %) (**Figura 9B**). Las diluciones 1:500 y 1:1000 mostraron los mayores porcentajes de germinación, con valores similares entre 51 y 52 %, mientras que la dilución 1:100 mantuvo valores cercanos al control. Este comportamiento indica que la germinación de *M. sativa* no dependió de la concentración del hidrolizado dentro del rango evaluado, lo que evidencia una mayor tolerancia fisiológica de esta especie y una respuesta estable al bioinsumo.

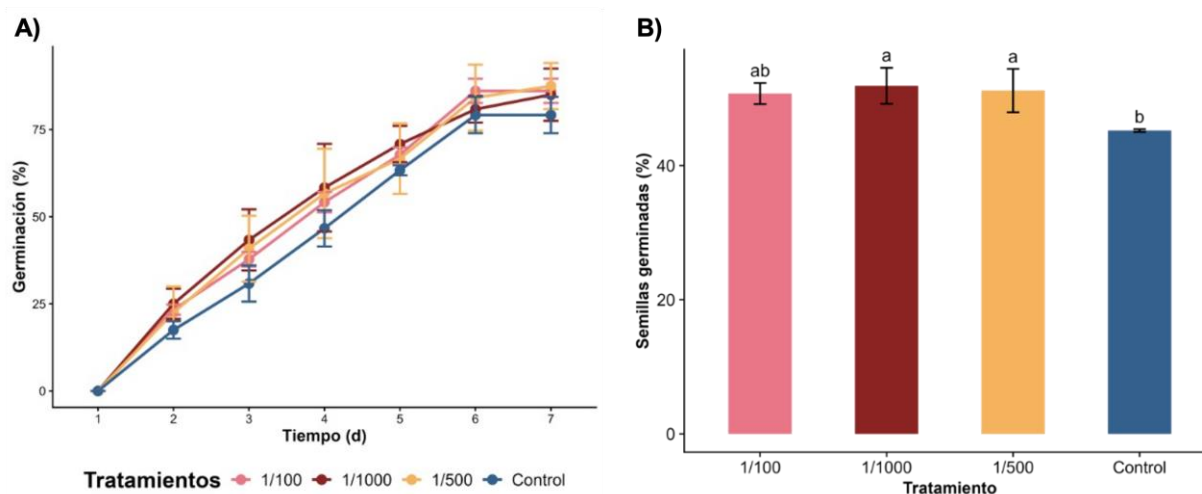


Figura 9 Respuesta germinativa de semillas de *Medicago sativa* L. tratadas con hidrolizado de lana de oveja: **A)** cinética de germinación y **B)** porcentaje total de germinación a los 7 d de incubación, en donde letras distintas indican diferencias estadísticamente significativas ($p < 0.05$).

Por su parte, en las semillas de *Avena sativa* L. la respuesta germinativa mostró una clara dependencia de la concentración del hidrolizado de lana de oveja. Desde el segundo día de incubación, la dilución 1:500 presentó los mayores porcentajes de germinación (15–20 %), superando tanto al tratamiento control como al resto de las concentraciones evaluadas (**Figura 10A**). Esta tendencia se mantuvo durante todo el periodo, lo que indica un efecto bioestimulante sostenido del hidrolizado a dicha concentración. Aunque las diluciones 1:100 y 1:1000 también promovieron la germinación en comparación con el control, su efecto fue inferior al observado con la dilución 1:500. El análisis del número promedio de semillas germinadas corroboró este comportamiento (**Figura 10B**).

En avena, los tratamientos 1:100 y 1:500 incrementaron el número de semillas germinadas respecto al control, alcanzando valores de 32 y 38 % semillas germinadas, respectivamente, en comparación con 26 % en el control. En contraste, la dilución 1:1000 presentó un valor inferior al control (24 %), lo que sugiere una disminución del efecto bioestimulante dependiente de la concentración del hidrolizado.

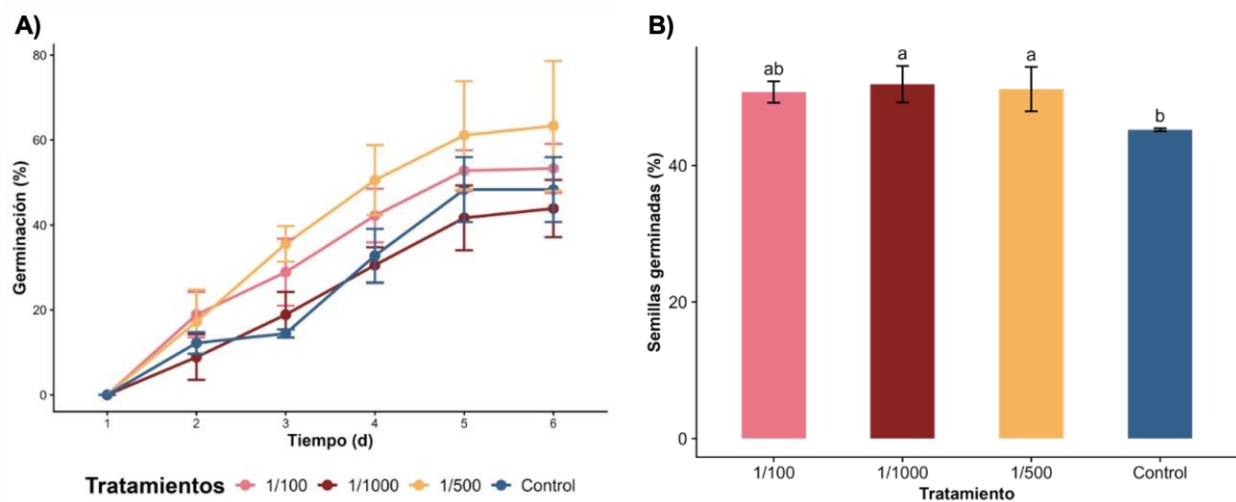


Figura 10 Respuesta germinativa de semillas de *Avena sativa* L. tratadas con hidrolizado de lana de oveja: **A)** cinética de germinación y **B)** porcentaje total de germinación a los 7 d de incubación, en donde letras distintas indican diferencias estadísticamente significativas ($p < 0.05$).

8.2.1 Crecimiento y desarrollo inicial de plántulas

El efecto del hidrolizado de lana de oveja sobre el crecimiento inicial de plántulas de *Medicago sativa* y *Avena sativa* se evaluó mediante la medición de la longitud del tallo y de la raíz a los 7 días de germinación, con el fin de identificar posibles respuestas diferenciales entre especies y concentraciones del bioinsumo (**Figura 11 y 12**). En relación con la longitud del tallo, no se observaron diferencias significativas entre los tratamientos con hidrolizado y el tratamiento control en ninguna de las especies evaluadas ($p > 0.05$) (**Figura 13**).

En alfalfa, la longitud promedio del tallo en el control fue de 2.71 ± 0.06 cm, mientras que los tratamientos con hidrolizado presentaron valores ligeramente superiores, comprendidos entre 2.78 ± 0.21 cm (1:1000) y 2.79 ± 0.01 cm (1:500). Sin embargo, estas variaciones no fueron significativas, lo que indica que la aplicación del hidrolizado no tuvo un efecto apreciable sobre la elongación del tallo durante esta etapa temprana del desarrollo.

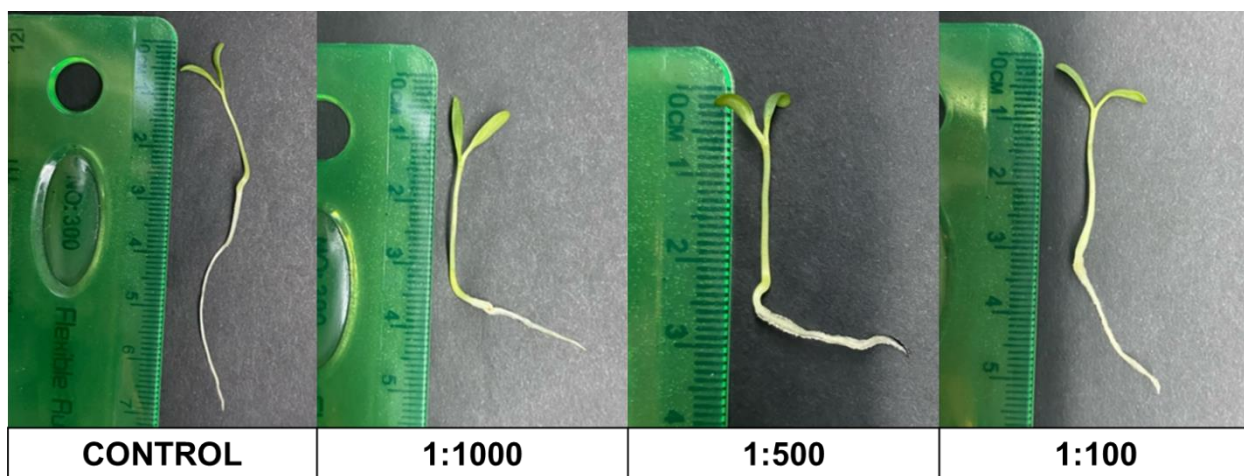


Figura 11 Plántulas de *Avena sativa* a los 7 d de ser tratadas con hidrolizados de lana de oveja a diferentes concentraciones.

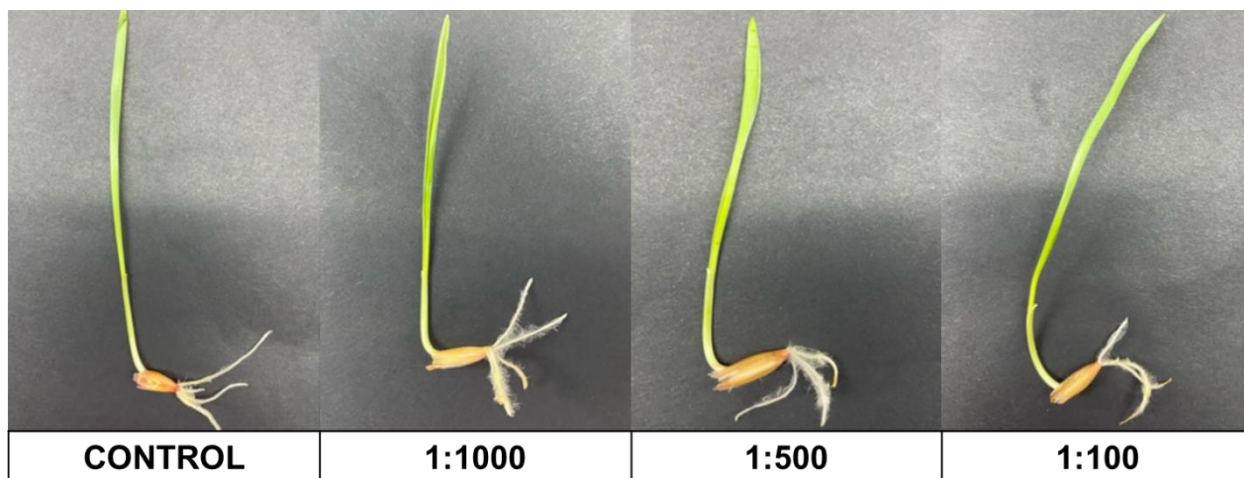


Figura 12 Plántulas de *Medicago sativa* a los 7 d de ser tratadas con hidrolizados de lana de oveja a diferentes concentraciones.

De manera similar, en avena el tratamiento control presentó una longitud promedio del tallo de 10.04 ± 0.77 cm, mientras que las plántulas tratadas con hidrolizado mostraron valores que oscilaron entre 8.17 ± 0.82 cm (1:1000) y 9.01 ± 0.50 cm (1:100). Aunque se observó una tendencia a una menor longitud del tallo en los tratamientos con hidrolizado respecto al control, dichas diferencias no fueron estadísticamente significativas ($p > 0.05$), lo que sugiere que el crecimiento del tallo no fue sensible a la aplicación del bioinsumo bajo las condiciones evaluadas.

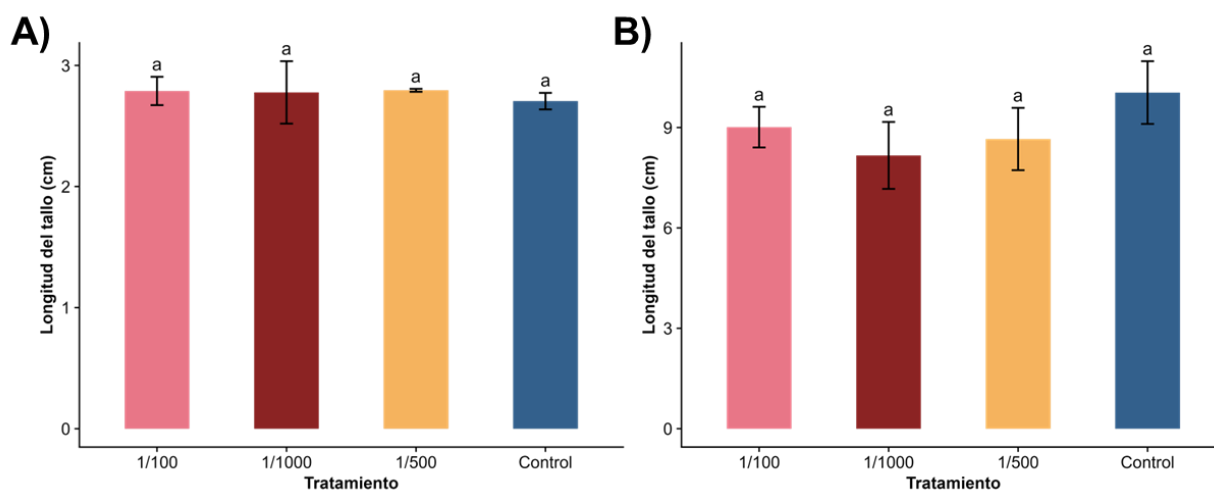


Figura 13 Longitud del tallo de las plántulas de **A)** *Medicago sativa* **B)** *Avena sativa*, tratadas con diferentes diluciones de hidrolizado de lana de oveja a los 7 d.

En contraste, la longitud de la raíz mostró respuestas diferenciadas entre cultivos (**Figura 14**). En alfalfa, no se detectaron diferencias estadísticamente significativas entre los tratamientos ($p > 0.05$). La longitud promedio de la raíz en el tratamiento control fue de 1.81 ± 0.19 cm, mientras que las diluciones 1:100, 1:500 y 1:1000 registraron valores de 1.54 ± 0.12 cm, 1.59 ± 0.12 cm y 1.62 ± 0.13 cm, respectivamente, lo que evidencia una respuesta estable del crecimiento radicular frente a la aplicación del hidrolizado. Por el contrario, en avena se observaron diferencias significativas en la longitud de la raíz entre tratamientos ($p < 0.05$). La dilución 1:500 presentó la mayor longitud radicular (2.67 ± 0.72 cm), siendo significativamente superior al tratamiento 1:1000 (1.41 ± 0.19 cm). El tratamiento control (1.91 ± 0.13 cm) y la dilución 1:100 (1.97 ± 0.21 cm) mostraron valores intermedios, sin diferencias estadísticas entre ellos.

Los resultados obtenidos indican que el hidrolizado alcalino-enzimático de lana de oveja ejerció un efecto diferencial sobre la germinación de *Medicago sativa* y *Avena sativa*, evidenciando que la respuesta germinativa depende tanto de la especie como de la concentración del bioinsumo aplicado. Este comportamiento concuerda con lo reportado para bioestimulantes de origen proteico, cuyo efecto está estrechamente ligado a la composición química del producto, la dosis aplicada y la fisiología propia de cada especie vegetal (Colla et al., 2017; Xu, Chenping (2017).

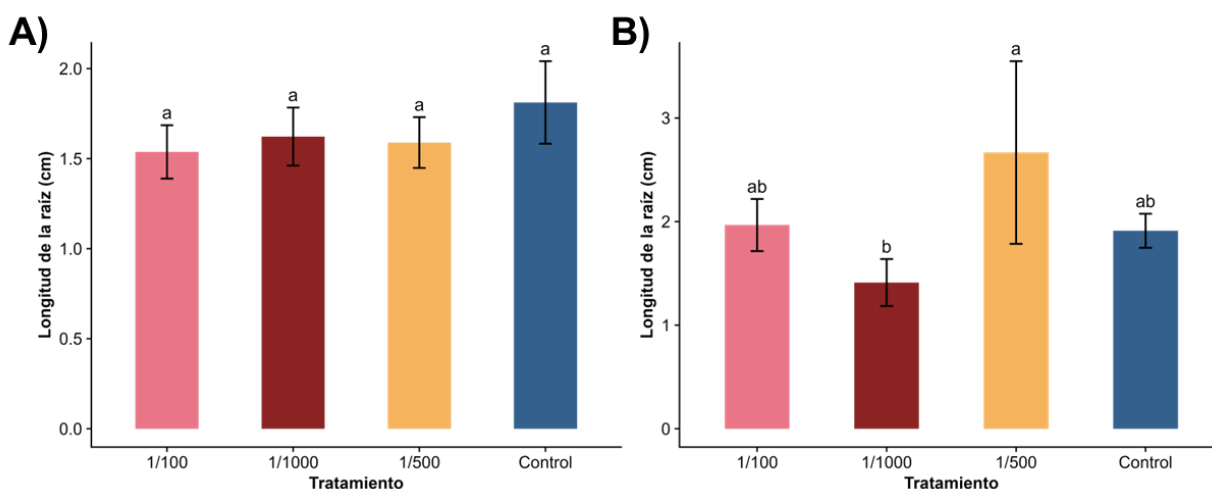


Figura 14 Longitud del tallo de las plántulas de **A)** *Medicago sativa* **B)** *Avena sativa*, tratadas con diferentes diluciones de hidrolizado de lana de oveja a los 7 d.

9 Conclusiones

El hidrolizado de proteína de lana de oveja, obtenido mediante un proceso químico-enzimático, mostró un efecto bioestimulante dependiente de la concentración y de la especie vegetal evaluada, confirmando su potencial como insumo agrícola sostenible. En semillas de *Capsicum annuum* L., tanto en la variedad serrano como en de Árbol, se evidenció una alta sensibilidad a concentraciones elevadas del hidrolizado. La dilución 1:50 redujo significativamente el porcentaje de germinación y limitó el crecimiento inicial, lo que sugiere la inducción de estrés osmótico.

En los cultivos forrajeros, *Medicago sativa* L. presentó una respuesta germinativa estable, sin depender de la concentración, con porcentajes de germinación superiores al control en todas las diluciones evaluadas, lo que refleja una mayor tolerancia fisiológica al hidrolizado de lana de oveja. Por el contrario, *Avena sativa* L. mostró una respuesta dependiente de la dosis, destacando la dilución 1:500 por promover el porcentaje de germinación, así como por estimular el crecimiento radicular, mientras que concentraciones menores o mayores redujeron el efecto bioestimulante.

En conjunto, los resultados confirman que el hidrolizado de lana de oveja constituye un bioestimulante agrícola prometedor cuando se aplica en diluciones adecuadas, particularmente alrededor de 1:500. Su aprovechamiento permite valorizar un residuo agropecuario bajo un enfoque de bioeconomía circular, contribuyendo al desarrollo de insumos sostenibles con efectos positivos en las etapas tempranas del desarrollo vegetal.

10 Prospectivas

Es necesario realizar estudios de toxicidad al utilizar hidrolizados de proteína de lana de oveja durante germinación de semillas, para saber el nivel de tolerancia y el impacto sobre suelo y microbiota asociada a la planta. Su uso racional y fundamentado científicamente puede contribuir de manera significativa al desarrollo de una agricultura más resiliente y sostenible alineadas con las demandas de conservación de los recursos naturales y ser de manera sostenible.

11 Referencias

- Ceccarelli, A. V., Miras Moreno, B., Buffagni, V., Senizza, B., Pii, Y., Cardarelli, M., . . . Lucini, L. (2021). Foliar Application of Different Vegetal-Derived Protein Hydrolysates Distinctively Modulates Tomato Root Development and Metabolism. *MDPI*.
- Correa Gómez, E. (2012). Evaluación de péptidos sintéticos sobre bacterias, levaduras y mohos. *Universidad nacional de Colombia*.
- Figuroa Moreno, O. A., Zapata Montoya, J. E., Buelvas, L. M., & Ortiz, O. (2012). Hidrolizados proteicos y perspectivas del modelamiento en cinética enzimática de proteínas.
- Gaidau, C., Stanca, M., Doina Niculescu, M., Andrei Alexe, C., Becheritu, M., Horoias, R., . . . Rodica Stanculescu, I. (2021). Wool Keratin Hydrolysates for Bioactive Additives Preparation. *MDPI*.
- Jordán, M., & Casaretto, J. (2006). Hormonas y Reguladores del Crecimiento: Etileno, Ácido Abscísico, Brasinoesteroides, Poliaminas, Ácido Salicílico y Ácido Jasmónico. *Universidad de La Serena, La Serena, Chile*.
- Malécange, M., Sergheraert, R., Teulat, B., Mounier, E., Lothier, J., & Sakr, S. (2023). Biostimulant Properties of Protein Hydrolysates: Recent Advances and Future Challenges. *International Journal of Molecular Sciences*.
- Matilla, A. J. (2008). Desarrollo y germinación de las semillas. En *Fundamentos de fisiología vegetal* (págs. 537-558). McGraw-Hill Interamericana de España.

- Moreno Roblero, M., Pineda Pineda, J., Colinas León, M., & Sahagún Castellanos, J. (2020). El oxígeno en la zona radical y su efecto en las plantas. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*.
- Pérez Martínez, L. V., Rodríguez Castillo, N. A., Vargas Ríos, O., & Melgarejo, L. M. (2014). Germinación y dormancia de semillas. *ResearchGate*.
- R. Cáceres, O. Marfà, J. Polo, & J. Ródenas. (s.f.). Animal Protein Hydrolysate as a Biostimulant for Transplanted Strawberry Plants Subjected to Cold Stress. *Horticultural Agronomy Research Group*.
- Rodríguez, I., Adam, G., & Durán, J. (2008). Ensayos de germinación y análisis de viabilidad y vigor en semillas. *Tecnología*.
- Tipe Badajos, A. (2017). Tesis caracterización morfológica de variedades de avena (*Avena spp*). Allpachaka 3529 msnm – Ayacucho. *Universidad Nacional de San Cristóbal*.
- Arámbula Castillo, F., Zegbe Rodríguez, M., Rivas Morales, C., García Hernández, D., & Cabello Ruiz, E. (2023). Obtención y caracterización de un hidrolizado de proteína de *Vigna radiata* L. (frijol mungo) con potencial Bioestimulante. *Investigación y Desarrollo en Ciencia y Tecnología de Alimentos*.
- Bewley, J., Bradford, K., Hilhorst, H., & Nonogaki, H. (2013). Germination. In: *Seeds*. . Springer New York, NY.
- Calaña Janeiro, V., Izquierdo Oviedo, H., González Cepero, M., Rodríguez Llanes, Y., Rodríguez Hernández, M., & Horta Fernández, D. (2019). Desinfección de semillas de pimiento (*Capsicum annuum* L.) cultivar 'YAMIL' para su implantación in vitro.

- Chenping Xu , & Beiquan Mou. (2025). Drench Application of Fish-derived Protein Hydrolysates Affects Lettuce Growth, Chlorophyll Content, and Gas Exchange.
- Colla , G., Rouphael, Y., Canaguier, R., Svecova, E., & Cardarelli , M. (2014). Biostimulant action of a plant-derived protein hydrolysate produced through enzymatic hydrolysis. *Front Plant Sci*.
- Colla, G., Hoagland, L. D., Ruzzi , M., Cardarelli, M., Bonini, P., Canaguier , R., & Rouphael, Y. (2017). Biostimulant Action of Protein Hydrolysates: Unraveling Their Effects on Plant Physiology and Microbiome. *Frontiers in Plant Science*.
- Corrales Rodríguez, M. A. (2018). Mejoramiento de chile de árbol y soledad a través de cruza intervarietales. *Institución de enseñanza e investigación en ciencias agrícolas*.
- Du Jardin, P. (2015). Plant biostimulants: Definition, concept, main categories and regulation. *Scientia Horticulturae*.
- Farfán Flores, C. (2025). Valorización de hidrolizados de proteína de lana de oveja para el cultivo de *Trichoderma harzianum* y su uso como bioestimulante en forrajes verdes. [Tesis de licenciatura/maestría/doctorado, Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo, Instituto de Ciencias Agropecuarias]. *Repositorio Institucional UAEH* .
- Farfán Flores, C., López Pérez, P., Lucho Constantino, C., Armenta Jaime, S., Hernández León, S., & Arce Cervantes, O. (2025). Applications of sheep's wool in the fertilization of agricultural crops: A strategy for its valorization. *Acta Agrícola y Pecuaria*, 11, e0111019. .

- Fiallos Saravia, D. M., Rosales Mendoza, V. A., & Danilo López, V. (2024). Optimización de las condiciones de operación a escala laboratorio en los procesos de hidrólisis ácida y fosfatación para la modificación de almidón de yuca. *Universidad Nacional de Ingeniería*.
- Flórez Delgado, D. F. (2015). La alfalfa (*Medicago sativa*): origen, manejo y producción. *Facultad de Ciencias Agrarias, Universidad de Pamplona*.
- García López, J. I., Ruiz Torres, N. A., Lira Saldivar, R. H., Vera Reyes, I., & Méndez Argüello, B. (s.f.). Técnicas Para Evaluar Germinación, Vigor y Calidad Fisiológica de Semillas Sometidas a Dosis de Nanopartículas. *Centro de Investigación en Química Aplicada (CIQA) Blvd*.
- García Pérez, F., & Pita Villamil, J. M. (1999). *Dormición de semillas. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación*.
- Gaudau, C., Stanca, M., Niculescu, M., Alexe, C., Becheritu, M., Horoias, R., . . . Stanculescu, I. (2021). Wool keratin hydrolysates for bioactive additives preparation.
- Hoagland, L., Ruzzi, M., Cardarelli, M., Colla, G., Bonini, P., & Canaguier, R. (2017). Biostimulant Action of Protein Hydrolysates Unraveling Their Effects on Plant Physiology and Microbiome. *FRont Plant Sci*.
- Layne Garsaball, J. A., Méndez Natera, J. R., & Mayz Figueroa, J. (2008). Efecto de la salinidad y del tamaño de la semilla sobre la germinación y crecimiento de plantulas de maíz (*Zea mays* L.) bajo condiciones de laboratorio. *Revista Especializada en Ciencias Químico-Biológicas*.

- Llanes , A., Andrade, A., Masciarelli , O., Alemanno , S., & Luna, V. (2016). Drought and salinity alter endogenous hormonal profiles at the seed germination phase. *Seed Science Research*.
- López de Jesús, A. (2016). Cultivo de callos de chile serrano (*Capsicum annuum* L.) como modelo biológico: su caracterización y transformación genética. *Universidad Nacional Autónoma de México*.
- Matilla Vázquez , M., & Matilla. (2008). Participación del etileno en la fisiología de las semillas. *Ciencia de las plantas*.
- Mendoza Isaza, N. A. (2017). Obtención de un fertilizante foliar a partir del hidrolizado proteico de la membrana de la cáscara de huevo. *Grupo Interdisciplinario de Estudios Moleculares Universidad de Antioquia*.
- Mendoza Morales, L., Mendoza González, Á., Mateo Cid, L., & Rodríguez Dorantes , A. (2019). Análisis del efecto como bioestimulantes de extractos de *Sargassum vulgare* y *Ulva fasciata* sobre el crecimiento de *Lens esculenta*. *Instituto Politecnico Nacional*.
- Moreno Jiménez, A. M. (2017). Tratamiento con láser He-Ne y diodos emisores de luz (LEDs): su efecto en la germinación de semillas y desarrollo de plántulas de dos variedades de *Capsicum annuum* (Solanaceae). *Universidad de Guadalajara* .
- Noah Metomo, N., Tayi, F., Younes, E., Amadine, O., & Zahouily, M. (2024). Production of sheep wool keratin hydrolysate and evaluation of its effectiveness in promoting maize cultivation. *Journal of Environmental Management*.

- Ozturk , M., Turkyilmaz Unal , B., García Caparrós , P., Khursheed, A., Gul, A., & Hasanuzzaman, M. (2021). Osmoregulation and its actions during the drought stress in plants. *Physiol Plant*.
- Román Palacios, R. (2000). Efecto de iones y otros factores físicos sobre la germinación de semillas. *Sociedad Química de México*.
- Sánchez Camargo, V. A., & Juárez Días, J. A. (2019). El ciclo celular durante la germinación. Un viaje alrededor de la semilla. *Prensas de Ciencias*, 153.
- Sani, M., & Yong, J. (2022). Harnessing Synergistic Biostimulatory Processes: A Plausible Approach for Enhanced Crop Growth and Resilience in Organic Farming. *Biology*.
- Simbaña Camino, C. L. (2011). Estudio de las propiedades físicas y funcionales de un hidrolizado enzimático de proteína de chocho a escala piloto y su aplicación como fertilizante. *Escuela Politécnica Nacional*.
- Suárez, D., & Melgarejo, L. (s.f.). Biología y germinación de semillas. *Universidad Nacional de Colombia*.
- Tanmay , P., Suman K, H., Arpan , D., Surojit , B., Chiranjit , M., Arpita , M., . . . Keshab C, M. (2013). Exploitation of chicken feather waste as a plant growth promoting agent using keratinase producing novel isolate Paenibacillus woosongensis TKB2. *Biocatalysis and Agricultural Biotechnology*.
- Tejeda Sartorius, O., Escalante Estrada, J., Soto Hernández, M., Rodríguez González, M., Vibrans, H., & Ramírez Guzmán, M. (2004). Inhibidores de la germinación en el residuo seco del tallo del amaranto (*Amaranthus hypochondriacus*). *Programa de postgrado en Botánica* .

- Van Oosten, M., Olimpia Pepe, S., Silletti, S., & Albino, M. (2017). The role of biostimulants and bioeffectors as alleviators of abiotic stress in crop plants. *Chemical and Biological technologies in agriculture* .
- Wahid, A., Gelani, S., Ashraf, M., & Foolad, M. (2007). Heat tolerance in plants: An overview. *Department of Botany. University of Agriculture* .
- Wang, W., Zhang, C., & Zheng, W. (2022). Seed priming with protein hydrolysate promotes seed germination via reserve mobilization, osmolyte accumulation and antioxidant systems under PEG-induced drought stress. *Plant Cell* .
- Wastemack, C. (2014). Perception, signaling and cross-talk of jasmonates and the seminal contributions of the Daoxin Xie's lab and the Chuanyou Li's lab. *Plant Cell Rep* 33.
- Wenli, S., Mohamad Hesam, S., & Yue Kuang and Na Wang. (2024). Amino Acids Biostimulants and Protein Hydrolysates in Agricultural Sciences. *MDPI*.